



**FLORESTA ATLÂNTICA
DE TABULEIRO:**
DIVERSIDADE E
ENDEMISMOS NA
RESERVA NATURAL VALE

Editores: Samir G. Rolim • Luis F. T. de Menezes • Ana C. Srbek-Araujo

"A Reserva Natural Vale em Linhares ocupa posição destacada entre as principais iniciativas voltadas à conservação ambiental no Brasil. Detentora de um amplo território com vegetação nativa protegida, é um patrimônio de valor inestimável, cuja pujança e riqueza natural vêm sendo desvendadas há décadas pelas suas equipes de profissionais, competentes e zelosos, sempre hospitaleiros e colaborativos com pesquisadores de várias instituições, todos empenhados em prol da conservação da biota da Mata Atlântica. Este livro é prova concreta dessa história e atividade admiráveis."

José Rubens Pirani

Universidade de São Paulo, Instituto de Biociências, Departamento de Botânica.

"A Reserva Natural Vale abriga grande diversidade biológica e é palco de estudos e formação de pesquisadores, em especial para nosso Programa de Pós Graduação em Ecologia na Unicamp, no período de 1989 a 1999, estendendo até os dias atuais. Possibilitou aos nossos alunos compreender a magnitude da complexidade e da beleza das interações e processos evolutivos. Dessas atividades resultaram pesquisas relevantes para a ecologia evolutiva."

João Vasconcellos Neto

Universidade Estadual de Campinas, Instituto de Biologia, Departamento de Zoologia.

"Guardo pela Reserva Natural Vale e seu pessoal grande carinho, respeito e admiração. Saliento em especial o auxílio e a amizade recebida do José Simplicio dos Santos ("Zezão"). A riqueza em diversidade e o endemismo da área tornam imprescindível a sua preservação. A Reserva também se destaca como pólo de proeminentes pesquisas e na formação acadêmica de centenas de cientistas."

Hélcio R. Gil-Santana

Instituto Oswaldo Cruz (IOC), Laboratório de Díptera – RJ.

"No decorrer de nossas pesquisas com os quirópteros da Reserva Natural Vale constatamos que nela se encontra a maior diversidade desses mamíferos em toda a Mata Atlântica, o que por si só justifica a sua conservação."

Adriano L. Peracchi

Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Instituto de Biologia, Departamento de Biologia Animal.



E = 409.415
N = 7.896.220

E = 395.420
N = 7.891.110

E = 384.520
N = 7.883.785

E = 409.415
N = 7.883.785

E = 384.520
N = 7.872.214

E = 409.415
N = 7.872.214

- 1 Reserva Natural Vale (RNV)
- 2 Reserva Biológica de Sooretama
- 3 RPPN Recanto das Antas
- 4 RPPN Mutum Preto

- Entrada para a RNV
- Perímetro da RNV
- BR 101



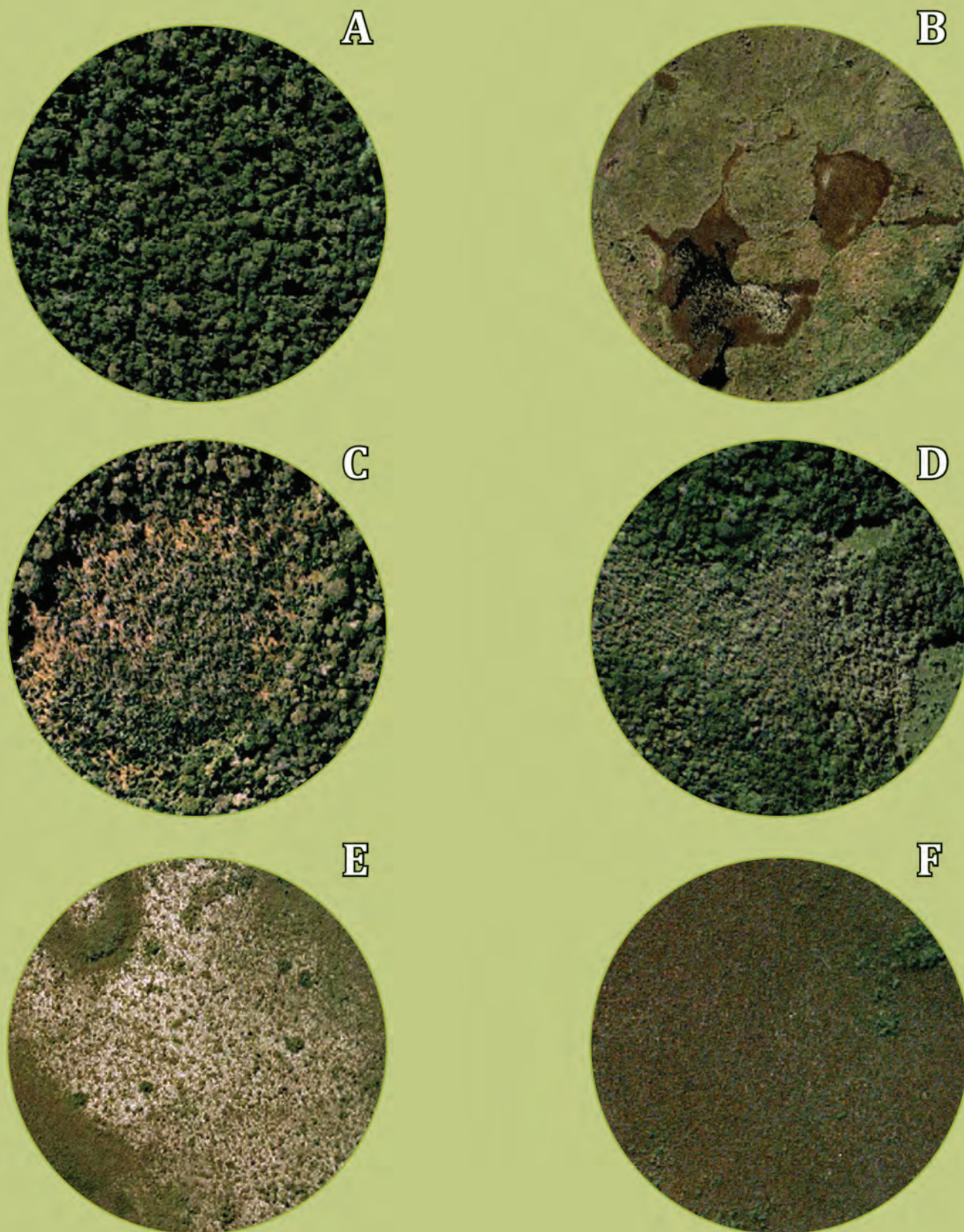


Figura 1: Ao lado, mapa da RNV e de outras áreas protegidas vizinhas. Acima, em detalhe: A) Floresta de Tabuleiro, que ocorre sobre argissolos amarelos e onde as árvores atingem mais de 35 m de altura; B) Várzea ou Brejo, áreas sujeitas a alagamentos geralmente permanentes, associadas às bordas dos rios que cortam a RNV, com vegetação herbácea ou florestal; C e D) Floresta de Muçununga, que ocorre geralmente como enclaves no interior da Floresta de Tabuleiro, sobre depósitos arenosos (espodosolos), onde o dossel atinge cerca de 10 m de altura; E e F) Campos Nativos, uma fisionomia variando de herbácea a arbustiva, ocorrendo também sobre solos arenosos e quimicamente pobres.

**FLORESTA ATLÂNTICA
DE TABULEIRO:**
DIVERSIDADE E ENDEMISMOS
NA RESERVA NATURAL VALE

Foto capa
FLÁVIO LOBOS MARTINS

Design e diagramação
FLÁVIA GUIMARÃES



Revisão de textos
RUBEM DORNAS

Fotos
FLÁVIO GONTIJO
(TODAS AS FOTOS COM EXCEÇÃO DAQUELAS DOS CAPÍTULOS)

Mapas (FIG. 1 CAP. 11 E FIG. 1 CAP. 06)
JOÃO PORTEIRINHA

Impressão
RONA EDITORA

Tiragem
1.000 EXEMPLARES

Direitos
Livro de divulgação científica para distribuição gratuita.
Cópias digitais estão disponíveis on-line.

Rolim, Samir Gonçalves; Menezes, Luis Fernando Tavares de; Srbek-Araujo, Ana Carolina (Editores).

Floresta Atlântica de Tabuleiro: diversidade e endemismos na Reserva Natural Vale. 2016
496p.: Il. color. 28 cm.

Inclui bibliografia
ISBN: 978-85-62805-63-9

1. Biodiversidade. 2. Endemismos. 3. Floresta Atlântica de Tabuleiro. 4. Reserva Natural Vale. 5. Ecologia. 6. Conservação. I. Título.





SUMÁRIO

APRESENTAÇÃO.....	11
PREFÁCIO.....	12
LISTA DE AUTORES E REVISORES.....	14
PARTE I – HISTÓRIA E AMBIENTE FÍSICO	19
1. RESERVA NATURAL VALE: MEMÓRIAS DE 65 ANOS DE CONSERVAÇÃO.....	21
Ariane Luna Peixoto & Renato Moraes de Jesus	
2. OS TABULEIROS COSTEIROS DO ESTADO DO ESPÍRITO SANTO: OCORRÊNCIA E COMPONENTES AMBIENTAIS.....	31
Ademir Fontana, Lúcia Helena Cunha dos Anjos & Marcos Gervasio Pereira	
PARTE II – ECOLOGIA VEGETAL.....	45
3. AS FLORESTAS DE TABULEIRO DO NORTE DO ESPÍRITO SANTO SÃO OMBRÓFILAS OU ESTACIONAIS?	47
Samir Gonçalves Rolim, Natália Macedo Ivanauskas & Vera Lex Engel	
4. A FLORESTA DE LINHARES NO CONTEXTO FITOGEOGRÁFICO DO LESTE DO BRASIL	61
Felipe Zamborlini Saiter, Samir Gonçalves Rolim & Ary Teixeira de Oliveira-Filho	
5. A PALEOECOLOGIA E A ATUAL BIODIVERSIDADE DA MATA ATLÂNTICA DE LINHARES: ESTUDOS INTERDISCIPLINARES NO HOLOCENO	71
Antonio Álvaro Buso Jr., Luiz Carlos Ruiz Pessenda, Marcelo Cancela Lisboa Cohen, Paulo Cesar Fonseca Giannini, Jolimar Antonio Schiavo, Dilce de Fátima Rossetti, Geovane Souza Siqueira, Flávio de Lima Lorente, Mariah Izar Francisquini, Paulo Eduardo De Oliveira, Márcia Regina Calegari, Marlon Carlos França, José Albertino Bendassolli, Cecília Volkmer-Ribeiro, Sonia Maria de Oliveira, Fernanda Costa Gonçalves Rodrigues, Milene Fornari, Carolina Nogueira Mafra, Mauro Parolin, Kita Macario & Alexander Cherkinsky	
6. SÃO AS FLORESTAS DO NORTE DO ESPÍRITO SANTO E SUL DA BAHIA AS MAIS RICAS EM ESPÉCIES ARBÓREAS NO DOMÍNIO DA FLORESTA ATLÂNTICA?	91
Samir Gonçalves Rolim, Luiz Fernando Silva Magnago, Felipe Zamborlini Saiter, André Márcio Amorim & Karla Maria Pedra de Abreu	

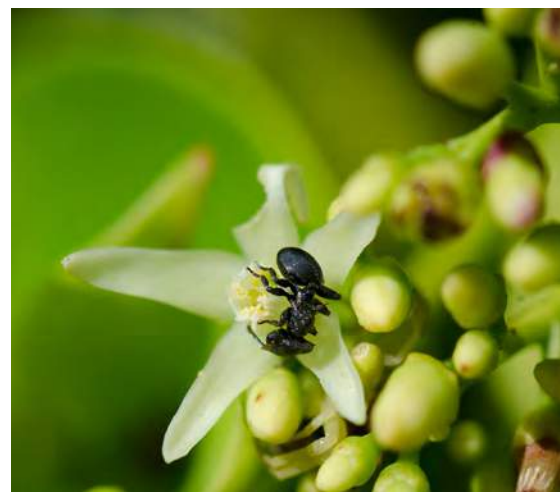
7. FORMAS DE HÚMUS COMO INDICADOR FUNCIONAL DE ECOSISTEMAS EMERGENTES NA FLORESTA DE TABULEIRO	101
Irene Garay, Ricardo Finotti , Andreia Kindel, Marcos Louzada, Maria Cecília Rizzini & Daniel Vidal Pérez	
8. EFEITO DE BORDA NA FUNCIONALIDADE DOS GRANDES FRAGMENTOS DE FLORESTA DE TABULEIRO DO NORTE DO ESPÍRITO SANTO.....	129
Luiz Fernando Silva Magnago, Fabio Antonio Ribeiro Matos, Sebastião Venâncio Martins, João Augusto Alves Meira Neto & Eduardo van den Berg	
9. EXPRESSÃO SEXUAL E RELAÇÕES ECOLÓGICAS DE ANGIOSPERMAS NAS FISIONOMIAS VEGETAIS DOS TABULEIROS DO NORTE DO ESPÍRITO SANTO	141
Gloria Matallana Tobón, Luis Fernando Tavares de Menezes, Euler Antônio de Mello, Izabela Ferreira Ribeiro & Quenia Lyrio	
PARTE III – FLORA	155
10. SAMAMBAIAS E LICÓFITAS DA RESERVA NATURAL VALE, LINHARES/ES	157
Lana S. Sylvestre, Thaís Elias Almeida, Claudine Massi Mynssen & Alexandre Salino	
11. ANGIOSPERMAS DA RESERVA NATURAL VALE, NA FLORESTA ATLÂNTICA DO NORTE DO ESPÍRITO SANTO.....	167
Samir Gonçalves Rolim, Ariane Luna Peixoto, Oberdan José Pereira, Dorothy Sue Dunn de Araujo, Marcos Nadruz, Geovane Siqueira & Luis Fernando Tavares de Menezes	
12. BRIÓFITAS DA RESERVA NATURAL DA VALE, LINHARES/ES, BRASIL	231
Olga Yano	
13. DIVERSIDADE DE MYRTACEAE NA RESERVA NATURAL VALE	247
Augusto Giaretta, Amélia Carlos Tuler, Marcelo da Costa Souza, Karinne Sampaio Valdemarin, Fiorella Fernanda Mazine & Ariane Luna Peixoto	
14. LEVANTAMENTO E DISTRIBUIÇÃO DAS BIGNONIACEAE NA RESERVA NATURAL VALE.....	259
Alexandre Rizzo Zuntini & Lúcia G. Lohmann	





15. EPÍFITAS VASCULARES NAS FISIONOMIAS VEGETAIS DA RESERVA NATURAL VALE/ES	269
Samir Gonçalves Rolim, Lana Sylvestre, Evelyn Pereira Franken & Marcos A. Nadruz Coelho	
16. ARATICUNS E PINDÁIBAS DA RESERVA NATURAL VALE, LINHARES/ES	283
Jenifer de Carvalho Lopes & Renato de Mello-Silva	
17. A FAMÍLIA ARACEAE NA RESERVA NATURAL VALE	297
Marcus A. Nadruz Coelho	
PARTE IV – FAUNA DE INVERTEBRADOS	301
18. DIVERSIDADE E DISTRIBUIÇÃO DE ARANHAS NA RESERVA NATURAL VALE.....	303
Adalberto J. Santos, Antonio D. Brescovit & João Vasconcellos-Neto	
19. BORBOLETAS DA RESERVA NATURAL VALE, LINHARES/ES	317
André V. L. Freitas, Keith S. Brown Jr., Olaf H. H. Mielke, Jessie P. Santos & João Vasconcellos-Neto	
20. A FAUNA DE ABELHAS E VESPAS APOIDEAS (HEXAPODA: HYMENOPTERA: APOIDEA) DA RESERVA NATURAL VALE, NORTE DO ESPÍRITO SANTO.....	329
André Nemésio, José Eustáquio dos Santos Júnior & Sandor Christiano Buys	
21. COLEÓPTEROS E HEMÍPTEROS DA RESERVA NATURAL VALE.....	341
David dos Santos Martins, Paulo Sérgio Fiuza Ferreira, Maurício José Fornazier & José Simplicio dos Santos	
PARTE V – FAUNA DE VERTEBRADOS	365
22. A RESERVA NATURAL VALE: UM REFÚGIO PARA A CONSERVAÇÃO DOS PEIXES DA BACIA DO RIO BARRA SECA/ES.....	367
Fábio Vieira	
23. ANFÍBIOS ANUROS NA RESERVA NATURAL VALE E SEU ENTORNO: INVENTÁRIO FAUNÍSTICO E SUMÁRIO ECOLÓGICO.....	377
João Luiz Gasparini, Antonio de Pádua Almeida, Cinthia Brasileiro & Célio F. B. Haddad	
24. A IMPORTÂNCIA DAS FLORESTAS DE TABULEIRO DO NORTE DO ESPÍRITO SANTO PARA A CONSERVAÇÃO DAS AVES DA MATA ATLÂNTICA.....	397

Luís Fábio Silveira & Gustavo Rodrigues Magnago	
25. EFEITOS DA PROXIMIDADE E CONECTIVIDADE DE FRAGMENTOS LINEARES COM UMA FLORESTA CONTÍNUA SOBRE A COMUNIDADE DE PEQUENOS MAMÍFEROS	421
Mariana Ferreira Rocha, Marcelo Passamani, Ludmilla Portela Zambaldi, Vinicius Chaga Lopes & Sergio Barbiero Lage	
26. FRUGIVORIA E DISPERSÃO DE SEMENTES POR MORCEGOS NA RESERVA NATURAL VALE, SUDESTE DO BRASIL	433
Isaac P. Lima, Marcelo R. Nogueira, Leandro R. Monteiro & Adriano L. Peracchi	
27. ABUNDÂNCIA E DENSIDADE DE MAMÍFEROS DE MÉDIO E GRANDE PORTE NA RESERVA NATURAL VALE	453
Átilla Colombo Ferreguetti, Walfrido Moraes Tomas & Helena de Godoy Bergallo	
28. MAMÍFEROS DE MÉDIO E GRANDE PORTE DAS FLORESTAS DE TABULEIRO DO NORTE DO ESPÍRITO SANTO: GRUPOS FUNCIONAIS E PRINCIPAIS AMEAÇAS	469
Ana Carolina Srbek-Araujo & Maria Cecília Martins Kierulff	
PARTE VI – DESAFIOS E OPORTUNIDADES	481
29. A IMPORTÂNCIA DA BIODIVERSIDADE BRASILEIRA E OS DESAFIOS PARA A CONSERVAÇÃO, PARA A CIÊNCIA E PARA O SETOR PRIVADO	483
Fabio R. Scarano & Paula Ceotto	



APRESENTAÇÃO

Em 2016 completam-se 65 anos desde a aquisição das primeiras propriedades que vieram a compor a Reserva Natural Vale (RNV). É uma grande surpresa que uma área adquirida para fins de extração de madeira para produção de dormentes forme hoje, juntamente com a Reserva Biológica de Sooretama e áreas vizinhas, um dos remanescentes mais importantes da Mata Atlântica em termos de diversidade e endemismos. Estas duas características direcionaram o título desse livro e nós realmente queremos chamar atenção para a grande diversidade de espécies que pode ser encontrada naquelas reservas e, com isso, sensibilizar para a importância da conservação dos remanescentes vegetais no norte capixaba como um todo.

As cerca de 500 páginas desse livro estão distribuídas em 29 capítulos que descrevem a área, discutem aspectos da ecologia, da diversidade e dos endemismos de plantas e animais, sem esgotar, evidentemente, o conhecimento sobre esses assuntos. Pelo contrário: nosso sentimento, ao final do trabalho, é de que ainda existe muito a se descobrir e conhecer.

Aos 104 autores e 51 revisores pertencentes a dezenas de instituições nacionais e estrangeiras, que colaboraram para tornar esta publicação possível, nosso primeiro agradecimento. Sem o esforço destes colegas o trabalho de reunir as informações aqui compiladas seria literalmente impossível. Agradecemos ainda à *Symbiosis Investimentos*, à *The Nature Conservancy* e à Amplo Engenharia pelo apoio, sem o qual não seria possível a distribuição gratuita dos exemplares.

Agradecemos também à Vale S.A. e aos gestores da RNV que têm incentivado, apoiado e realizado pesquisas na Reserva por quase 50 anos e, principalmente, por permitirem às futuras gerações conhecer esse patrimônio natural inestimável. Por fim, gostaríamos de agradecer especialmente a um grupo de pessoas que dedicou parte de suas vidas à RNV, seja na gestão administrativa, na prevenção e combate a incêndios florestais, no combate à caça, na coleta de dados de biodiversidade, na manutenção de pesquisas florestais e na produção de milhões de mudas de espécies de Mata Atlântica. Citamos aqui apenas alguns colaboradores com mais de 25 anos de dedicação à RNV, mas desejamos que todos se sintam representados: Adair Campos, Adeildo Hartuique, Agostinho Paim, Alessandro Simplício dos Santos, Domingos A. Folli, Edson da Costa, Esmael Trevezani, Geovane S. Siqueira, Gilson Lopes Faria, Isaias Silva, Jonacir de Souza, Jorge Piero, José Costa da Silva, José Simplício dos Santos, Luiz Gonzaga dos Reis, Luzia Giacomini do Sacramento, Natalino Correa Rossmann, Oleni Jose da Silva, Orlando de Souza Fernandes, Sebastião Simplício dos Santos, Sérgio Luiz Dettogni, Waldecir Pereira da Fonseca e Zenites Faria da Cruz.

Não podemos deixar de destacar também um nome que, décadas atrás, teve uma visão ímpar sobre a importância da RNV no contexto de pesquisa e conservação da Mata Atlântica: Renato Moraes de Jesus. Com apoio da Vale, por 33 anos, se dedicou com obstinação à construção de espaços destinados ao apoio e desenvolvimento de pesquisas, criação de coleções biológicas, produção de mudas de espécies nativas e estabelecimento de procedimentos de proteção ecossistêmica que fazem da RNV uma das mais bem preservadas e conhecidas áreas naturais do Brasil.

Além de apresentar um pouco da contribuição da RNV para a conservação da flora e da fauna do bioma, os conteúdos abordados nesse livro nos ajudam a vislumbrar também o quanto continua sendo perdido atualmente na Mata Atlântica em decorrência da destruição histórica dos ambientes naturais pelo homem, além de reforçar a importância de se conservar adequadamente as áreas remanescentes no bioma. Nossa expectativa é que esta obra contribua para estimular o conhecimento da diversidade biológica, bem como dos processos necessários para sua manutenção.

Desejamos que todos tenham uma excelente leitura.

OS EDITORES

PREFÁCIO

Se você está segurando este livro, Floresta Atlântica de Tabuleiro: diversidade e endemismos na Reserva Natural Vale, em suas mãos, já sabe que a Mata Atlântica do Brasil é considerada um dos “hotspots” mundiais de biodiversidade, ou seja, uma área rica em espécies endêmicas e altamente ameaçada. Esta longa faixa estreita de floresta se estende por mais de 23° de latitude e mais de 3000 km ao longo da costa do Brasil, uma distância equivalente à de Nova Escócia para Cuba ou de Oslo para Gibraltar. Dentro do bioma Mata Atlântica, a maior parte da porção norte, do Rio Grande do Norte até o Rio de Janeiro, cresce em cima de sedimentos Miocênicos da Formação Barreiras, os “tabuleiros”. Estes tabuleiros são planos a ligeiramente inclinados – excelentes para a agricultura e facilmente acessíveis. Consequentemente, as florestas sobre os tabuleiros estão fragmentadas e ameaçadas.

A Reserva Natural Vale (RNV), juntamente com a Reserva Biológica de Sooretama e as Reservas Particulares do Patrimônio Natural (RPPNs) Refúgio da Anta e Mutum Preto, compreendem o maior bloco (cerca de 50.000 ha) de Floresta de Tabuleiro da Mata Atlântica e são, portanto, extremamente importantes para a conservação e estudo da diversidade biológica tropical. A RNV é notável por várias razões: 1) a visão que os primeiros conservacionistas tinham quando a RNV foi protegida; 2) seu tamanho e grau de conservação; 3) sua acessibilidade tanto geográfica quanto logística; e, 4) a intensidade com a qual tem sido estudada cientificamente.

Como os diversos capítulos deste livro demonstram, a RNV é uma das reservas florestais mais intensivamente estudadas no Brasil. As políticas postas em prática pela Vale e pelos administradores da RNV para incentivar e apoiar pesquisas na Reserva merecem ser copiadas em reservas públicas e privadas de todo o Brasil.

Peixoto & Jesus (capítulo 1) descrevem cuidadosamente o estabelecimento da RNV e sua evolução de uma fonte de dormentes para uma reserva ativa que protege a floresta, estimula estudos da diversidade biológica e de ecologia e auxilia em reflorestamentos. No final, Scarano & Ceotto (capítulo 29) colocam o impacto da RNV no contexto da conservação de toda a Floresta Atlântica e da política de conservação no Brasil. A pesquisa ecológica na RNV enfoca muitas questões diferentes, tais como a classificação da vegetação, como sua diversidade se compara com a das florestas da Bahia e com as outras do leste do Brasil e como a sucessão para uma floresta madura é refletida em outros processos ecológicos, tais como formação do solo. Estas questões são tratadas em detalhes nos capítulos 2-9.

Pesquisas sobre a diversidade biológica na RNV também têm sido extensas, ao longo de décadas, e os capítulos apresentados nesta celebração da RNV são exemplos de muitos desses estudos. No reino vegetal, os estudos aqui apresentados sobre grupos de angiospermas incluem Myrtaceae (capítulo 13), Bignoniaceae (14), Annonaceae (16), Araceae (17) e epífitos vasculares (15). Também foram estudadas as briófitas (12), as angiospermas (11) e as pteridófitas (10). A fauna de invertebrados está representada por estudos de aranhas (18), borboletas (19), abelhas e vespas (20), além de Coleoptera e Hemiptera (21). Estudos sobre a fauna de vertebrados incluem peixes (22), anfíbios (23), a conservação das aves (24), a ecologia de mamíferos de médio e grande porte (27, 28), o efeito da fragmentação em comunidades de pequenos mamíferos (25) e frugivoria e dispersão de sementes por morcegos (26).

As florestas tropicais são tão ricas e ainda tão mal compreendidas biologicamente que o conhecimento da ecologia de sua vegetação e de sua incrível diversidade biológica é apenas o primeiro passo. Uma vez que tenhamos essa base, poderemos então começar a fazer perguntas mais complexas sobre como as espécies interagem, tais como as relações de insetos e plantas hospedeiras ou a interação de árvores e fungos simbiotes, e sobre os efeitos da fragmentação e mudanças climáticas nas florestas tropicais. A conservação sábia das florestas tropicais e sua restauração a longo prazo só poderão ser realizadas com a compreensão da complexa teia de vida que compreende uma floresta. Grandes blocos de floresta, como o formado pela Reserva Natural Vale e áreas vizinhas, são, portanto, chaves para o avanço do nosso conhecimento sobre as florestas tropicais.

WILLIAM WAYT THOMAS

The New York Botanical Garden Bronx, NY 10458-5126 USA



EDITORES

Samir Gonçalves Rolim – Amplo Engenharia,
sgrolim@gmail.com

Luis Fernando Tavares de Menezes – Departamento de
Ciências Agrárias e Biológicas, Universidade Federal do
Espírito Santo, ltmenezes@gmail.com

Ana Carolina Srbek-Araujo – Laboratório de Ecologia e
Conservação de Biodiversidade, Universidade Vila Velha,
srbekaraujo@hotmail.com

LISTA DE AUTORES

Adalberto J. Santos – Departamento de Zoologia, Instituto
de Ciências Biológicas, Universidade Federal de Minas Gerais,
oxyopes@yahoo.com

Ademir Fontana – Embrapa Solos, Rio de Janeiro,
ademir.fontana@embrapa.br

Adriano Lúcio Peracchi – Laboratório de Mastozoologia,
Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro,
alperacchi@yahoo.com.br

Alexander Cherkinsky – Center for Applied Isotope Studies,
University of Georgia, acherkin@uga.edu

Alexandre Rizzo Zuntini – Departamento de Biologia, Instituto
de Biologia Vegetal, Universidade Estadual de Campinas,
zuntini@gmail.com

Alexandre Salino – Departamento de Botânica, Instituto de
Ciências Biológicas, Universidade Federal de Minas Gerais,
salinobh@gmail.com

Amélia Carlos Tuler – Programa de Pós-Graduação em
Botânica, Escola de Botânica Tropical, Instituto de Pesquisas
Jardim Botânico do Rio de Janeiro, ameliatuler@gmail.com

Ana Carolina Srbek-Araujo – Laboratório de Ecologia e
Conservação de Biodiversidade, Universidade Vila Velha,
srbekaraujo@hotmail.com

André Márcio Araujo Amorim – Departamento de
Ciências Biológicas, Universidade Estadual de Santa Cruz,
amorim.uesc@gmail.com

André Nemésio – Instituto de Biologia, Universidade Federal
de Uberlândia, andre.nemesio@gmail.com

André Victor Lucci Freitas – Departamento de Biologia Animal,
Instituto de Biologia, Universidade Estadual de Campinas,
baku@unicamp.br

Andreia Kindel – Instituto Brasileiro do Meio Ambiente,
andreia.kindel@ibama.gov.br

Antonio Alvaro Busso Junior – Fundação Florestal do Estado
de São Paulo, alvaro.busso.jr@gmail.com

Antonio de Pádua Almeida – ICMBio,
Reserva Biológica de Comboios, Linhares/ES,
antonio.serra-almeida@icmbio.gov.br

Antonio D. Brescovit – Laboratório Especial
de Coleções Zoológicas, Instituto Butantan,
antonio.brescovit@butantan.gov.br

Ariane Luna Peixoto – Instituto de Pesquisas Jardim Botânico
do Rio de Janeiro, alunapeixoto@gmail.com

Ary Teixeira de Oliveira-Filho – Departamento de
Botânica, Universidade Federal de Minas Gerais,
ary.oliveira.filho@gmail.com

Átilla Colombo Ferregueti – Departamento de
Ecologia, Universidade do Estado do Rio de Janeiro,
atilla.ferregueti@gmail.com

Augusto Giaretta – Programa de Pós-Graduação em Botânica,
Universidade de São Paulo, augustogiaretta@gmail.com

Carolina Nogueira Mafra – Instituto de Geociências
Universidade de São Paulo, crol_mafra91@hotmail.com

Célio F. B. Haddad – Laboratório de Herpetologia,
Departamento de Zoologia, Instituto de Biociências,
Universidade Estadual Paulista, Rio Claro, haddad@rc.unesp.br

Cecília Volkmer-Ribeiro – Laboratório C-14, CENA,
Universidade de São Paulo, cvolkmer1427@gmail.com

Cinthia Brasileiro – Departamento de Ciências
Biológicas, Universidade Federal de São Paulo,
cinthia_brasileiro@yahoo.com.br

Claudine Massi Mynssen – Instituto de Pesquisas Jardim
Botânico do Rio de Janeiro, cmynssen@jbrj.gov.br

Daniel Vidal Pérez – Centro Nacional de Pesquisa de
Solos, Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária,
daniel.perez@embrapa.br

David dos Santos Martins – Instituto Capixaba de
Pesquisa, Assistência Técnica e Extensão Rural,
davidmartins@incaper.es.gov.br

Dilce de Fátima Rossetti – Divisão de Sensoriamento Remoto,
Instituto Nacional de Pesquisas Espaciais, rossetti@ltid.inpe.br

Dorothy Sue Dunn de Araujo – Instituto de Pesquisas Jardim
Botânico do Rio de Janeiro, dotaraujo@gmail.com

Eduardo van den Berg – Departamento de Biologia,

Universidade Federal de Lavras, eduardo.lavras@gmail.com

Euler Antônio de Mello – Laboratório de Ecologia de Restinga e Mata Atlântica, Universidade Federal do Espírito Santo, euler_mello@hotmail.com

Evelyn Pereira Franken – Programa de Pós-Graduação em Biologia Comparada, Universidade de São Paulo, evelynfranken@hotmail.com

Fabio Antonio Ribeiro Matos – Laboratório de Ecologia e Evolução de Plantas, Departamento de Biologia Vegetal, Universidade Federal de Viçosa, fabiomatos82@gmail.com

Fábio Rúbio Scarano – Fundação Brasileira para o Desenvolvimento Sustentável, fscarano@fbds.org.br

Fábio Vieira – Departamento de Zoologia, Instituto de Ciências Biológicas, UFMG, small.catfish@gmail.com

Felipe Zamborlini Saiter – Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia do Espírito Santo, fsaiter@ifes.edu.br

Fernanda Costa Gonçalves Rodrigues – Instituto de Geociências, Universidade de São Paulo, cgr.fernanda@gmail.com

Fiorella Fernanda Mazine – Universidade Federal de São Carlos, fiorella@ufscar.br

Flávio de Lima Lorente – Laboratório C-14, CENA, Universidade de São Paulo, flimalorente@yahoo.com.br

Geovane Siqueira – Reserva Natural Vale, Herbário CVRD, geovane.siqueira@vale.com

Gloria Matallana Tobón – Programa de Pós-Graduação em Biodiversidade Tropical, Universidade Federal do Espírito Santo, gloriamatallanatobon@gmail.com

Gustavo Rodrigues Magnago – Guia de birdwatching no estado do Espírito Santo, gmagnago@msn.com

Helena de Godoy Bergallo – Departamento de Ecologia, Universidade do Estado do Rio de Janeiro, nena.bergallo@gmail.com

Irene E. Gonzalez Garay – Instituto de Biologia, Universidade Federal do Rio de Janeiro, garay@biologia.ufrj.br

Isaac Passos de Lima – Laboratório de Mastozoologia, Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, isaaclima@msn.com

Izabela Ferreira Ribeiro – Programa de Pós-Graduação em Biodiversidade Tropical, Universidade Federal do Espírito Santo, izabelafribeiro@gmail.com

Jenifer de Carvalho Lopes – Departamento de Botânica, Instituto de Biociências, Universidade de São Paulo, jenifer.clopes@gmail.com

Jessie Pereira dos Santos – Instituto de Biologia, Universidade Estadual de Campinas, jessiepereira@gmail.com

João Augusto Alves Meira Neto – Departamento de Biologia Vegetal, Centro de Ciências Biológicas e da Saúde, Universidade Federal de Viçosa, j.meira@ufv.br

João Luiz Gasparini – Laboratório de Vertebrados Terrestres, Universidade Federal do Espírito Santo, CEUNES, gasparini.herpeto@gmail.com

João Vasconcellos-Neto – Departamento de Biologia Animal, Instituto de Biologia, Universidade Estadual de Campinas, jvascont@gmail.com

Jolimar Antonio Schiavo – Universidade Estadual do Mato Grosso do Sul, schiavo10@hotmail.com

José Albertino Bendassolli – Laboratório Isótopos Estáveis/ CENA/Universidade de São Paulo, jab@cena.usp.br

José Eustáquio dos Santos Júnior – Universidade Federal de Minas Gerais, jrsantos140782@yahoo.com.br

José Simplício dos Santos – Reserva Natural Vale, Curadoria da Coleção Entomológica

Karla Maria Pedra de Abreu, Instituto Federal de Educação, Alegre (ES), bio.pedra@gmail.com

Karinne Sampaio Valdemarin – Programa de Pós-Graduação em Recursos Florestais, Universidade de São Paulo, kvaldemarin@gmail.com

Keith S. Brown Jr. – Departamento de Biologia Animal, Instituto de Biologia, Universidade Estadual de Campinas, jvascont@gmail.com

Kita Macario – Centro de Estudos Gerais, Instituto de Física, Universidade Federal Fluminense, kita@mail.if.uff.br

Lana da Silva Sylvestre – Instituto de Biologia, Universidade Federal do Rio de Janeiro, sylvestrelana@gmail.com

Leandro R. Monteiro – Laboratório de Ciências Ambientais, Universidade Estadual do Norte Fluminense, Irmont@uenf.br

Lúcia Garcez Lohmann – Departamento de Botânica, Instituto de Biociências, Universidade de São Paulo, llohmann@usp.br

Lúcia Helena Cunha dos Anjos – Departamento de Solos, Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, lanjosh@ufrj.br

Ludimilla Portela Zambaldi Lima Suzuki – Instituto Federal de Minas Gerais, ludimilla.zambaldi@ifmg.edu.br

Luís Fábio Silveira – Museu de Zoologia, Universidade de São Paulo, lfsilvei@usp.br

Luis Fernando Tavares de Menezes – Departamento de Ciências Agrárias e Biológicas, Universidade Federal do Espírito Santo, ltmenezes@gmail.com

Luiz Carlos Ruiz Pessenda – Laboratório C-14, CENA, Universidade de São Paulo, pessenda@cena.usp.br

Luiz Fernando Silva Magnago – Departamento de Biologia, Setor de Ecologia e Conservação, Universidade Federal de Lavras, luiz_fsm@hotmail.com

Marcelo Cancela Lisboa Cohen – Instituto de Geociências, Universidade Federal do Pará, mcohen80@hotmail.com

Marcelo da Costa Souza – Departamento de Botânica, Instituto de Biologia, Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, souza.mc@gmail.com

Marcelo Passamani – Setor de Ecologia e Conservação, Departamento de Biologia, Universidade Federal de Lavras, mpassamani@dbi.ufla.br

Marcelo R. Nogueira – Laboratório de Ciências Ambientais, Centro de Biociências e Biotecnologia, Universidade Estadual do Norte Fluminense, nogueiramr@gmail.com

Márcia Regina Calegari – Colegiado de Geografia, Universidade Estadual do Oeste do Paraná, calegarimarcia37@gmail.com

Marcos Aurelio Passos Louzada – Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia do Rio de Janeiro, marco.louzada@ifrj.edu.br

Marcus Alberto Nadruz Coelho – Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro, mnadruz@jbrj.gov.br

Marcos Gervasio Pereira – Departamento de Solos, Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, gervasio@ufrj.br

Maria Cecília Martins Kierulff – Programa de Pós-Graduação em Biodiversidade Tropical, Universidade Federal do Espírito Santo, ceciliakierulff@gmail.com

Maria Cecília Rizzini – Instituto de Biologia, Universidade Federal do Rio de Janeiro, rizzini@biologia.ufrj.br

Mariah Izar Francisquini – Laboratório C-14/CENA/ Universidade de São Paulo, mariag@cena.usp.br

Mariana Ferreira Rocha – Departamento de Biologia, Universidade Federal de Lavras, marianafrocha@hotmail.com

Marlon Carlos França – Instituto Federal do Pará, marlon.oceano@gmail.com

Maurício José Fornazie – Instituto Capixaba de Pesquisa, Assistência Técnica e Extensão Rural, fornazier@incaper.es.gov.br

Mauro Parolin – Departamento de Geografia, Universidade Estadual do Paraná, mauroparolin@gmail.com

Milene Fornari – Universidade Estadual Paulista Júlio de Mesquita Filho, milenefornari@gmail.com

Natália Macedo Ivanauskas – Seção de Ecologia Florestal, Instituto Florestal do Estado de São Paulo, nivanaus@yahoo.com.br

Oberdan José Pereira – Laboratório de Ecologia de Restinga e Mata Atlântica, Universidade Federal do Espírito Santo, oberdan@terra.com.br

Olaf H. H. Mielke – Departamento de Zoologia, Universidade Federal do Paraná, omhesp@ufpr.br

Olga Yano – Núcleo de Pesquisa em Briologia, Instituto de Botânica de São Paulo

Paula Cavalcante Ceotto – Conservation International, pceotto@conservation.org.br

Paulo Cesar Fonseca Giannini – Departamento de Geologia Sedimentar e Ambiental, Instituto de Geociências, Universidade de São Paulo, pcgianni@usp.br

Paulo Eduardo de Oliveira – Departamento de Geologia Sedimentar e Ambiental, Instituto de Geociências Universidade de São Paulo, paulo.deoliveira@usp.br

Paulo Sérgio Fiuza Ferreira – Departamento de Entomologia, Universidade Federal de Viçosa, pfuza@ufv.br

Quenia Lyrio – Laboratório de Ecologia de Restinga e Mata Atlântica, Universidade Federal do Espírito Santo, Universidade Federal do Espírito Santo, qlyrio@hotmail.com

Renato de Mello-Silva – Departamento de Botânica, Instituto de Biociências, Universidade de São Paulo, mellosil@usp.br

Renato Moraes de Jesus – Symbiosis Investimentos, florestatropical@globo.com

Ricardo Finotti – Universidade Estácio de Sá, finottiricardo@gmail.com

Samir Gonçalves Rolim – Amplo Engenharia, sgrolim@gmail.com

Sandor Christiano Buys – Laboratório de Biodiversidade Entomológica, Instituto Oswaldo Cruz, sandor.buys@gmail.com

Sebastião Venâncio Martins – Departamento de Engenharia Florestal, Universidade Federal de Viçosa, venancioufv@gmail.com

Sergio Barbiero Lage – Faculdades Integradas São Pedro, sergioblage@gmail.com

Sonia Maria Barros de Oliveira – Departamento de Geologia Sedimentar e Ambiental, Instituto de Geociências, Universidade de São Paulo, sonioli@usp.br

Tháís Elias Almeida – Instituto de Ciências da Educação, Universidade Federal do Oeste do Pará, blotiella@gmail.com

Vera Lex Engel – Departamento de Ciências Florestais, Faculdade de Ciências Agrônomicas de Botucatu, Universidade Estadual Paulista Júlio de Mesquita Filho, veralex@fca.unesp.br

Vinicius Chagas Lopes – Empresa Ápice Projetos de Gestão, viniciuscl@live.com

Walfrido Moraes Tomas – Laboratório de Vida Selvagem, Embrapa Pantanal, walfrido.tomas@embrapa.br

LISTA DE REVISORES

Adriana Quintella Lobão – Universidade Federal Fluminense (RJ)

Adriano Garcia Chiarello – Universidade de São Paulo, Campus de Ribeirão Preto (SP)

Adriano Pereira Paglia – Universidade Federal de Minas Gerais (MG)

Andrea Pereira Luiz Ponzó – Universidade Federal de Juiz de Fora (MG)

Begonha Eliza Hickman Bediaga – Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro (RJ)

Camila Righetto Cassano – Universidade Estadual de Santa Cruz (BA)

Cristiano Agra Iserhard – Universidade Federal de Pelotas (RS)

Daniel Loebmann – Universidade Federal do Rio Grande do Norte (RN)

Diogo Loretto – Instituto Oswaldo Cruz / Fundação Oswaldo Cruz (RJ)

Dora Maria Villela José – Universidade Estadual do Norte Fluminense (RJ)

Everton Nei Lopes Rodrigues – Universidade do Vale do Rio dos Sinos (RS)

Fabiano de Carvalho Balieiro – Embrapa Solos (RJ)

Fábio Sarubbi Raposo do Amaral – Universidade Federal de São Paulo (SP)

Fábio Ribeiro Pires – Universidade Federal do Espírito Santo

Felipe Zamborlini Saiter – Instituto Federal de Educação (ES)

Flávio César Thadeo de Lima – Universidade Estadual de Campinas (SP), Instituto de Biologia, Museu de História Natural Prof. Adão José Cardoso

Fresia Soledad Ricardi Torres Branco – Universidade Estadual de Campinas (SP)

Hélcio Reinaldo Gil Santana – Fundação Oswaldo Cruz (RJ)

Ines Machline Silva – Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro (RJ)

Jerônimo Boelsums Barreto Sansevero – Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro (RJ)

Jorge Luiz Waechter – Universidade Federal do Rio Grande do Sul (RS)

José Iranildo Miranda de Melo – Universidade Estadual da Paraíba (PB)

José Maria Cardoso da Silva – Conservation International (EUA)

Lívia Aguiar Coelho – Universidade Federal da Grande Dourados (MS)

Lívia Godinho Temponi – Universidade Estadual do Oeste do Paraná (PR)

Luiz Felipe Campos – Reserva Natural Vale (ES)

Marcelo Ferreira de Vasconcelos – Pontifícia Universidade Católica de Minas Gerais (MG)

Marcelo Trindade Nascimento – Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro (RJ)

Maria de Lourdes da Costa Soares Moraes – Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia (AM)

Márlon Paluch – Universidade Federal do Recôncavo da Bahia (BA)

Massimo Giuseppe Bovini – Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro (RJ)

Mateus Luis Barradas Paciência – Universidade Paulista (SP)

Mauro Galetti – Universidade Estadual Paulista (SP)

Mércia Patrícia Pereira Silva – Universidade Federal da Bahia (BA)

Milene Maria da Silva Castro – Universidade Estadual do Sudoeste da Bahia (BA)

Orlando Tobias Silveira – Museu Paraense Emílio Goeldi (PA)

Ortrud Monika Barth Schatzmayr – Fundação Oswaldo Cruz/ Instituto Oswaldo Cruz (RJ)

Paulo Eugenio Alves Macedo de Oliveira – Universidade Federal de Uberlândia (MG)

Pedro Fiaschi – Universidade Federal de Santa Catarina (SC)

Pedro Higuchi – Universidade do Estado de Santa Catarina (SC)

Pedro Peloso – American Museum of Natural History, New York, USA.

Rafael de Paiva Salomão – Museu Paraense Emílio Goeldi (PA)

Rafael Rodrigues Ferrari – York University, Canadá

Rodrigo de Andrade Kersten – Pontifícia Universidade Católica do Paraná (PR)

Rosemary de Jesus de Oliveira – Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade (SP)

Rubens de Miranda Benini – The Nature Conservancy (TNC)

Sérgio Lucena – Universidade Federal do Espírito Santo (ES)

Thiago Gonçalves-Souza – Universidade Federal Rural de Pernambuco (PE)

Waldney Pereira Martins – Universidade Estadual de Montes Claros (MG)

Wesley Rodrigues Silva – Universidade Estadual de Campinas (SP)

Yuri Luiz Reis Leite – Universidade Federal do Espírito Santo (ES)





PARTE I
HISTÓRIA E AMBIENTE FÍSICO

1 RESERVA NATURAL VALE: MEMÓRIAS DE 65 ANOS DE CONSERVAÇÃO

Ariane Luna Peixoto & Renato Moraes de Jesus

INTRODUÇÃO

O título escolhido pelo ornitólogo Nigel J. Collar, então diretor de pesquisa do *International Council for Bird Preservation* (ICEB), para um artigo no qual aborda, de modo enfático, a importância da Reserva Natural Vale (RNV) no cenário da conservação da Mata Atlântica (Collar, 1986) foi *The Best-Kept Secret in Brazil* (em tradução livre “O segredo mais bem guardado do Brasil”). O entusiasmo desse cientista com o que viu em Linhares é evidente em cada parágrafo do artigo. Collar havia permanecido na RNV por três semanas junto com Luis A. Gonzaga, professor e ornitólogo da Universidade Federal do Rio de Janeiro, realizando pesquisas sobre o mutum-de-bico-vermelho (*Crax blumenbachii*) e para tal percorreram a RNV em longas caminhadas. Esse é o primeiro de outros trabalhos que estes dois ornitólogos lá realizaram, publicaram ou apresentaram e discutiram em congressos e conferências. Como estes dois cientistas citados, muitos outros, de diferentes especialidades, tanto do Brasil como do exterior estiveram na RNV realizando estudos e não era rara a admiração que manifestavam pelas atividades de pesquisa, desenvolvimento, conservação e manejo florestal realizadas na área e principalmente pela acolhida que recebiam.

Resgatar uma pequena parte desta memória, olhar o atual papel da RNV no contexto da conservação das florestas tropicais e tentar visualizar o seu futuro é o que buscamos abordar

neste capítulo. Procuramos mostrar a trajetória da RNV, destacando algumas ações e atividades realizadas tanto pelos funcionários locais como em parcerias com pesquisadores, instituições ou organizações diversas. Tais atividades, realizadas por 65 anos, têm possibilitado apontar a RNV como a área protegida não pública que mais concentrou atividades de pesquisa, especialmente no que tange ao conhecimento da fauna e flora, populações de espécies, estrutura de comunidades e em experimentos de silvicultura tropical. Para o sucesso do empreendimento foram essenciais lideranças no âmbito da RNV e da Vale e personagens no ambiente conservacionista do país e na pesquisa científica e tecnológica em universidade, institutos de pesquisas tanto do Brasil como do exterior.

No capítulo são abordados quatro temas: O Seminário de Belém, realizado em setembro de 1986; a aquisição de terras ao norte do rio Doce e a circulação de ideias conservacionistas; pesquisas desenvolvidas na RNV; a RNV e a conservação da Floresta de Tabuleiros. Concluímos afirmando a relevância do legado das ações iniciais de aquisição de terras, opção pela manutenção da integridade da floresta, e implementação de ações de inventários biológicos, manejo florestal e conservação integrada.

O SEMINÁRIO DE BELÉM

“Com a diversificação das atividades da CVRD [Companhia Vale do Rio Doce, atualmente Vale

S.A.] na década de 1960 e, sobretudo com os trabalhos de reflorestamento desenvolvidos na região do Rio Doce, nos estados de Minas Gerais e Espírito Santo, nasceu na Companhia o embrião de uma ação efetiva na área de meio ambiente, através de reflorestamentos e também de uma mentalidade conservacionista. Outro fato que viria influenciar, sobretudo essa mentalidade, foi o estabelecimento da Reserva Florestal da CVRD em Linhares, ES, destinada a princípio para fins econômicos e engajada posteriormente, de maneira definitiva, como uma importante área de proteção ambiental”.

(Carvalho & Borgonovi, 1987).

Com a afirmação acima, José Candido de Melo Carvalho e Mário Borgonovi, em 1987, iniciam texto no qual relatam as atividades do Grupo de Estudo e Assessoramento sobre Meio Ambiente (Geamam) da Vale. José Candido de Melo Carvalho, do Museu Nacional-UFRJ, coordenava o Geamam que era composto por Aziz Nacib Ab’Saber (USP), Herbert Otto Roger Schubart (Inpa), Italo Claudio Falesi (Embrapa), João Murça Pires (Embrapa), José Galizia Tundisi (USP), Mário Epstein (UFRGS), Warwick Estebam Kerr (UFMA), Angelo Paes Camargo (IAC-Campinas), Paulo de Tarso Alvin (Ceplac) e o Brigadeiro Pedro Frazão de Medeiros Lima (Escola Superior de Guerra).

O texto foi publicado nos “Anais do Seminário Desenvolvimento Econômico e Impacto Ambiental em Áreas de Trópico Úmido Brasileiro – A Experiência da CVRD”. O seminário acima referido foi realizado em setembro de 1986, na cidade de Belém, e reuniu, por cinco dias, cerca de 200 cientistas e técnicos, que apresentaram palestras e discutiram em painéis e com a plateia caminhos mais adequados para a utilização de recursos naturais. O documento “Recomendações do Seminário” foi elaborado e aprovado pelos especialistas que participaram do Seminário e também publicado nos anais. No texto de apresentação dos anais do seminário, provavelmente escrito pela sua coordenadora (M. L. Davies de Freitas) consta a afirmação:

“Essas recomendações devem servir de base para as decisões de política ambiental da CVRD em todas as suas áreas de atuação, assim como precisam ser consideradas por instituições

públicas e privadas [...]. Caberá aos eventuais responsáveis por tais instituições a relevante tarefa de atentar para a palavra abalizada dos especialistas em gerenciamento ambiental, sem sucumbir à tentação do lucro fácil e da ganância desmedida e efêmera, já que os recursos naturais não são inesgotáveis [...]. As recomendações fogem ao domínio dos círculos acadêmicos e assumem a sua verdadeira dimensão, nas mesas de trabalho dos planejadores do governo e do setor privado, de cujas decisões pode depender a nossa qualidade de vida e o futuro das próximas gerações.

As recomendações para a busca do equilíbrio entre o desenvolvimento econômico e o uso sustentável dos recursos naturais são agrupadas em quatro conjuntos (Floresta Amazônica, Baixada Maranhense, aves migratórias e ambientes aquáticos, Mata Atlântica) e tratam de ações a serem implementadas ou abraçadas pela Vale, mas também de ações no âmbito de municípios, estados, governo federal e também outros setores da sociedade. Esse documento, que circulou amplamente em diferentes instituições públicas e privadas, foi um facilitador para as inúmeras atividades já em desenvolvimento na RNV, reconhecida e nomeada, durante o seminário, como exitosa em seus objetivos. Para ilustrar, são citadas abaixo quatro das recomendações desse documento dentre outras que tratam da RNV:

“Que a CVRD prossiga com o processo de legalização da preservação e reconhecimento público da Reserva Florestal de Linhares, enfatizando-se sua grande importância no estudo e na conservação da fauna e da flora da Mata Atlântica do Espírito Santo”.

“Que a CVRD apoie e coordene a execução de projetos multidisciplinares de pesquisa ecológica, de longo prazo, na Reserva Florestal de Linhares, por equipes de pesquisadores provenientes de universidades e outras instituições, assim estabelecendo um contato permanente entre a CVRD e os cientistas interessados no estudo ecológico integrado e na preservação da Mata Atlântica”.

“Que a CVRD adquira áreas adicionais adjacentes à Reserva de Linhares, especialmente áreas

desmatadas ou ainda florestadas semi-circundadas pela reserva, para melhorar a integridade e o formato da reserva”.

“Que a CVRD ponha à disposição do IBDF [Instituto Brasileiro de Desenvolvimento Florestal] e de outras agências relacionadas à conservação da natureza sua experiência no manejo da Reserva de Linhares, como um modelo a ser aproveitado no interesse da implantação de um manejo coordenado para essa e outras áreas da Mata Atlântica”.

A AQUISIÇÃO DE TERRAS AO NORTE DO RIO DOCE E A CIRCULAÇÃO DE IDEIAS CONSERVACIONISTAS

A história da RNV está atrelada à Estrada de Ferro de Vitória a Minas (EFVM). Esta ferrovia, fundada em 1901, foi planejada para ligar Vitória/ES a Diamantina/MG transportar a safra cafeeira de Minas Gerais e preencher os vazios demográficos na região do rio Doce, sendo tipicamente uma ferrovia de penetração (Espindola *et al.*, 2011). O empreendimento, entretanto, ficou apenas um curto período em domínio dos brasileiros – de 1901 a 1910, pois a descoberta de minério de ferro em Itabira/MG, em 1908, despertou o interesse de um grupo de empresários ingleses. Esse grupo formou a Brazilian Hematite Syndicate, posteriormente incorporado pela *Itabira Iron Ore Company Limited*, adquiriu a maioria das ações da EFVM, mudou o projeto inicial, para terminar em Itabira, e não em Diamantina, e adaptou a ferrovia ao transporte de minério (Barros, 2011). Quando a ferrovia chegou a Itabira em 1942 o governo Vargas, através de um acordo com Inglaterra e EUA, nacionalizou a *Itabira Iron Ore Company*, incorporou a EFVM e criou a Vale (Espindola *et al.*, 2011). Uma das responsabilidades brasileira neste acordo contemplava a melhoria da EFVM e, para tal, seriam necessários milhares de dormentes.

Assim, no início da década de 1950 a Vale começou a adquirir propriedades florestadas no norte do Espírito Santo, com o objetivo de manter um estoque de madeiras para a produção de dormentes que seriam utilizados na EFVM.

Há escrituras de aquisições de terras datadas de 1951 (Jesus, 1987). Um inventário florestal da área adquirida foi realizado, por encomenda da Vale, em 1963, coordenado pelo engenheiro florestal e Conselheiro Técnico da FAO, Dammis Heinsdijk. Portanto, pouco mais de 10 anos após as primeiras aquisições de terras, a Vale tinha em mãos o resultado desse inventário que mostrava, entre outros dados, o número de dormentes possíveis de serem feitos com o potencial madeireiro existente (Heinsdijk *et al.*, 1965). Entretanto, a opção, segundo afirmação de Mascarenhas Sobrinho, então diretor técnico da Rio Doce Madeiras S.A. (Docemade), em 1975, e Borgonovi, neste mesmo ano, foi mantê-la de forma permanente e utilizá-la para prospectar informações básicas sobre manejo florestal, até então inexistentes para as matas de tabuleiros. A Vale havia adquirido 103¹ propriedades e alcançado os limites que mantém até hoje.

Visando entender o contexto em que se deram estas aquisições de terras, recorreremos a uma publicação de Walter Alberto Egler (1924-1961), um dos pioneiros da Geografia Agrária científica no Brasil, que realizou expedições ao Espírito Santo nos anos de 1949 e 1950, detendo-se principalmente no norte capixaba. Portanto, um ano antes das primeiras aquisições de terra pela Vale. Entre os resultados dos estudos realizados por este cientista está o artigo “A Zona Pioneira ao Norte do Rio Doce”, publicado em 1951, no qual afirma:

“Durante muito tempo o rio Doce desempenhou no Estado do Espírito Santo o papel de limite natural entre a zona povoada e a região desconhecida ao norte do mesmo. Os primeiros povoadores, extravasando da zona colonial da serra, desceram pelos afluentes da margem direita já nos primeiros anos de nosso século. [...] Em 1916, entretanto, realiza-se o primeiro ataque a esta grande reserva de terras devolutas, transpondo-se pela primeira vez o rio Doce com o intuito de estabelecer uma colonização regular ao norte do mesmo. Colonos alemães, oriundos da região serrana do Espírito Santo são os pioneiros.” (Egler, 1951).

1 Informações disponíveis no patrimônio da Vale.

Egler se utiliza de extensa bibliografia, citando desde aventureiros que se embrenharam pelos sertões em busca de riquezas até naturalistas viajantes em busca de diversos materiais da natureza e das culturas locais para enriquecer os gabinetes de ciências naturais da Europa, dos séculos XVIII e XIX.

“A região do rio Doce, através das descrições dos viajantes, ficou com a fama de ser uma das mais imponentes regiões florestais do Brasil. No vale propriamente pouco resta da primitiva mata, pois em meio século de exploração desenfreada a paisagem sofreu uma mudança radical. Para encontrar matas contínuas e extensas é necessário subir até a bacia do alto São Mateus, onde se desenrola atualmente o movimento pioneiro. As próprias serrarias já são obrigadas a procurar a madeira a tal distância. Grandes reservas permanecem, também, no município de Linhares, principalmente na sua metade norte, e, no intuito de preservá-las foram criadas duas extensas reservas florestais, uma federal e outra estadual”. (Egler, 1951).

O autor afirma que a zona norte capixaba tem por principal base econômica a extração de madeiras e encontram-se em expansão as lavouras de café e cacau resultantes do esforço somado de um grande número de pequenas propriedades. Ele informa ainda, que o movimento pioneiro iniciado em 1916 se intensificou a partir de 1928, quando foi construída a ponte sobre o rio Doce², como parte do projeto de uma estrada de ferro que ligaria Colatina a São Mateus. O projeto não logrou êxito, e a ponte recebeu inicialmente um piso de tábuas e, só posteriormente, foi revestida de concreto. A partir de 1938, após um período de crise em todo o país, houve um novo surto de expansão. Egler afirma ainda:

Já premente se tornara o problema da obtenção de terras ainda virgens e cobertas de matas, que se prestassem aos métodos da derrubada e queimada, que constituem uma rotina [...]. As últimas grandes reservas de matas e de terras devolutas foram tomadas de assalto e, quando

começou a ascensão do preço do café, maior ainda tornou-se a procura de terras virgens.

Portanto, quando a Vale iniciou a aquisição de terras florestadas ao norte do rio Doce, estas já eram escassas. A prática de aquisição de terras e derrubada de florestas para exploração madeireira já havia consumido a maior parte das áreas florestadas. Segundo estimativa da Fundação SOS Mata Atlântica (1998), de 1912 a 1958 a cobertura florestal do Espírito Santo diminuiu de 65% a 30%. Ao norte do rio Doce, famílias de posseiros haviam ocupado parte da área que viria a ser a Reserva Biológica de Sooretama (Rebio Sooretama) e aquela que seria adquirida pela Vale (Aguirre, 1951) em conflitos de difícil solução. Pode-se inferir que o cenário ao norte do rio Doce seria muito diferente se as grandes áreas protegidas - a RNV e a Rebio Sooretama não tivessem sido estabelecidas.

O zoólogo e conservacionista Álvaro Coutinho Aguirre (1899-1987) que trabalhou na Divisão de Caça e Pesca do Ministério da Agricultura e desempenhou o cargo de chefe da Divisão de Pesquisas teve destaque na luta pela preservação da vida silvestre e a manutenção de grandes áreas florestadas. Na década de 1940 haviam sido estabelecidas no norte do Espírito Santo duas áreas protegidas: a Reserva Florestal Estadual do Barra Seca, criada em 1941, e o Parque de Refúgio de Animais Silvestres Sooretama, criado em 1943. Aguirre propugnou em diversos fóruns pela junção delas, o que ocorreu definitivamente em 1982 quando a Rebio Sooretama foi estabelecida com os limites atuais.

Também o pioneiro conservacionista Augusto Ruschi (1915-1986) defendeu a bandeira da incorporação, ampliação e criação de áreas protegidas em diversos fóruns e em publicações (Ruschi, 1950; 1954):

“penso que sobrarão as áreas que hoje constituem as “Reservas Florestais e Biológicas” [aspas do autor] [...] No Espírito Santo muito tenho me interessado para que o Governo aumente a área da Reserva Florestal do Barra Seca, fundindo-a com o Parque de Refúgio Sooretama, levando-a

² Trata-se da ponte sobre o rio Doce no atual município de Colatina, não no atual município de Linhares, cuja ponte só foi inaugurada em 1954.

até o mar, pois com esse acréscimo até o mar, ter-se-ia uma parte da restinga incluída em área de proteção e conservação dando-se ainda um total geral de 40.000 hectares, área esta prevista pelos estudos e levantamentos de prospecção Botânica e Zoológica, para manutenção em equilíbrio biológico da Flora e da Fauna ali existente.
(Ruschi, 1950).

Aguirre e Ruschi, além de militantes ambientalistas no Espírito Santo, tinham fortes ligações na capital federal, tanto no âmbito do governo como entre cientistas do Museu Nacional, onde desenvolviam parte de suas pesquisas. Ambos se incorporaram à Fundação Brasileira para a Conservação da Natureza (FBCN), a primeira organização não governamental ambientalista, com escopo nacional, criada em 1958 (Drummond & Franco, 2013). Cientistas do Museu Nacional que envidavam esforços por ações de proteção e conservação da natureza influenciaram e capacitaram um considerável número de cientistas e pode-se inferir que estes dois cientistas com ações principalmente no Espírito Santo foram por eles influenciados.

José Cândido de Mello Carvalho (1914-1994), anteriormente citado, um destacado zoólogo e ambientalista do Museu Nacional, também foi fundador e membro da FBCN e ocupou, por dois períodos, a presidência da instituição (1966-1969 e 1978-1981). Assim, a aproximação desse cientista com a Vale e o seu empenho em prol da implementação de ações de conservação ambiental foi uma consequência natural de suas convicções, além da experiência de cientista que circulava em fóruns nacionais e internacionais sobre meio ambiente. Foi por influência de Carvalho, que o então presidente da Vale, Eliezer Batista da Silva, criou em 1980, o Geamam, cujos objetivos eram: "(a) estudar, discutir e propor medidas que visem a dar bases sólidas ao uso racional dos recursos naturais e sua conservação, em áreas de atividades sob jurisdição ou pertencentes ao patrimônio da CVRD; (b) opinar e sugerir providências preventivas, objetivando evitar ou reduzir possíveis prejuízos ao meio ambiente; (c) apreciar planos, programas ou projetos sobre questões ambientais, uso e conservação dos recursos naturais; (d) fazer recomendações sobre quaisquer assuntos

de natureza técnica que lhe forem submetidos, no âmbito de suas atribuições específicas".

Em 1981, o Geamam propôs a criação de Comissões Internas de Meio Ambiente (CIMAs) no âmbito da Vale, estabelecendo-as nas seis superintendências (áreas operacionais). Essa ação teve efeito multiplicador, difundiu-se e CIMAs foram estabelecidas nas empresas coligadas e controladas (como a Valesul, Cenibra e outras) levando a discussões sobre a conciliação entre economia e meio ambiente, buscando implantar ações preventivas e corretivas nas suas atividades que interferiam no meio ambiente.

AS PESQUISAS DESENVOLVIDAS NA RNV

O papel da RNV na coleta de dados e informações iniciou-se desde cedo nas terras adquiridas, para possibilitar a conservação da floresta de tabuleiros e subsidiar a implantação de experimentos com espécies florestais nativas a serem monitoradas a longo prazo, de modo que pudessem gerar conhecimento científico sobre manejo florestal (Heinsdijk, 1965; Mascarenhas Sobrinho, 1974; Pereira, 1977). Já no primeiro congresso brasileiro sobre florestas tropicais, realizado em Viçosa/MG, Mascarenhas Sobrinho (1974) apresenta dados de experimentos em silvicultura, com espécies locais, implantados na década de 1960 e início da década de 1970 na RNV, assinalando a idade das árvores (quatro e seis anos) e o aporte de crescimento.

Uma estação meteorológica classe I, segundo os padrões técnicos do Instituto Agrônomo de Campinas, foi instalada em setembro de 1974, no interior da RNV, como uma importante ferramenta aliada ao monitoramento da área. Desde o início do empreendimento, buscou-se proteger a RNV das atividades de caça e roubo de madeiras, bem como a efetivação de medidas preventivas contra o fogo.

Estudos silviculturais, sobre a fauna silvestre e a flora das matas de tabuleiro tomaram impulso a partir de 1978 com o estabelecimento de uma política florestal local, que tinha como objetivo a realização de pesquisa através da ampliação de acordos com universidades, institutos de pesquisa e outras instituições. Tal política, associada a outras iniciativas, levou a RNV a ser reconhecida pelo IBDF como Área Privada Destinada a Conservação e Proteção da Biodiversidade, em 1978. No ano seguinte, a

coleção de plantas herborizadas – o herbário – obteve o registro no Index Herbariorum, sendo reconhecido mundialmente pela sigla CVRD (<http://sciweb.nybg.org/science2/IndexHerbariorum.asp>). Para tal, o herbário que havia sido criado em 1963 para documentar espécies arbóreas oriundas de inventário florestal então realizado, foi reestruturado (Jesus & Garcia, 1992; Germano *et al.*, 2000), tomou impulso com coletas sistematizadas, para documentar a flora local, expandindo-se posteriormente para documentar espécies de outros trechos de florestas do Espírito Santo e Sul da Bahia.

Com o auxílio de fotografias aéreas, checagem em campo e alguns inventários de flora, no início da década de 1980 foi elaborado um mapa da área da RNV em escala 1:25.000, delimitando os espaços com as diferentes formações naturais. Esse mapa foi uma ferramenta importante para o estabelecimento de prioridades de pesquisas a serem realizadas, para o monitoramento dos experimentos então implantados e para prevenir e combater as atividades de caçadores.

Pesquisas sobre manejo florestal e silvicultura tropical com diferentes espécies de Mata Atlântica foram implantadas em experimentos envolvendo consórcios, testes de espaçamentos, sistemas agroflorestais, testes de procedência e progênie ou parcelas de observação para avaliar o potencial de crescimento. Experimentos de larga escala (sem considerar espécies de *Eucalyptus* e *Pinus*), como estes, eram realizados, na mesma época, pela Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária (Embrapa), pela antiga Estação Experimental de Curuá-Una (pertencente à Sudam), pelo Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia (Inpa) e Instituto Florestal de São Paulo, dentre outras poucas instituições do país, o que propiciava a necessária troca de experiências sobre silvicultura tropical. Inúmeros resultados de estudos destas e de outras instituições foram apresentados e discutidos no Congresso Nacional sobre Essências Nativas, realizado em 1982, em Campos do Jordão/SP, e publicados nos Anais do referido congresso.

Um programa de pesquisa amplo, integrando diferentes áreas do conhecimento foi implantado em 1978 – O Programa de Pesquisas em sementes florestais, iniciado com a instalação de um laboratório de sementes, a marcação de árvores matrizes

para coleta de sementes, a produção de mudas e estudos fenológicos. Com ele iniciou-se também as coleções de frutos e sementes. Foram ainda estudados e desenvolvidos técnicas e processos de colheita de sementes, secagem, indicadores de maturação de frutos, beneficiamento, análise de semente, armazenamento, quebra de dormência e, posteriormente, já na década de 90, ecologia de germinação.

Já no final da década de 1980, a RNV passou a receber estudantes, sobretudo de cursos de pós-graduação, para trabalhos de campo de programas de pós-graduação, mais raro em graduações. Gerações de estudantes foram treinadas em ecologia de campo e taxonomia de diferentes grupos de animais e plantas nas áreas da RNV, em cursos realizados através de parcerias com diversas instituições, como: o Museu Nacional-UFRJ, UFMG, Ufes, Unicamp, Unesp e USP. Centenas destes estudantes, nos cursos realizados ou em pesquisas próprias, tiveram a oportunidade de coletar dados, trabalhá-los e apresentá-los em dissertações de mestrado ou em teses de doutorado e artigos científicos.

Assim, desde o seu estabelecimento e até a realização do Seminário em Belém, em 1986, onde a RNV foi apontada como exitosa, e como um exemplo a ser seguido, diferentes estudos para identificação e caracterização da biodiversidade e tecnologias silviculturais já haviam sido implantados ou estavam em implantação. Os pesquisadores que iam à RNV, por suas próprias iniciativas ou a convite da coordenação da RNV para realizar pesquisas, eram instados a preparar relatórios contendo não só os resultados das atividades desenvolvidas, como também apontando sugestões para melhoria nas atividades de suas áreas de competência.

Hoje, decorridos 65 anos desde a sua criação, pode-se afirmar que a ampliação e especialmente o aperfeiçoamento das atividades foram contínuos e crescentes. Embora muito ainda esteja por ser feito, há um legado construído e consolidado no que tange à conservação da Mata Atlântica e sua biota. Através da cooperação sistemática com instituições de ensino e pesquisa desde os seus primórdios, a RNV buscou estabelecer um nicho próprio em diversos ambientes. Ao mesmo tempo em que a cooperação ajudava no conhecimento e conservação da biota

local, as ideias conservacionistas associadas ao uso de tecnologias florestais eram postas em prática e provocavam enormes avanços no conhecimento sobre as florestas de tabuleiros e as florestas tropicais como um todo, especialmente em relação ao uso e conservação da biodiversidade. Parte do legado dos estudos realizados na RNV é apresentada nos capítulos seguintes do presente livro.

A RNV E A CONSERVAÇÃO DAS FLORESTAS DE TABULEIRO

A dinâmica de ocupação do solo e de exploração dos recursos na Floresta Atlântica levou a uma extrema fragmentação de ecossistemas nesse bioma que é considerado um dos *hotspots* mundiais de biodiversidade e uma das prioridades para a conservação em todo o mundo (Mittermeier, 2004). Medidas para reverter este quadro, especialmente com a restauração de áreas que possibilitem a conexão entre fragmentos, são de extrema relevância. No domínio da Floresta Atlântica apenas 77 remanescentes florestais possuem mais de 10.000 hectares (ha) (Ribeiro *et al.*, 2009). A RNV, juntamente com a Rebio Sooretama e as Reservas Particulares de Patrimônio Natural (RPPNs) Refúgio da Anta, com 2.240 ha e Mutum Preto, com 370 ha formam um bloco praticamente contíguo de quase 50.000 ha, circundado por uma matriz onde predominam empreendimentos como a criação de gado bovino e plantios de café, mamão e eucalipto, entre outras culturas. O conhecimento sobre a vegetação e a flora deste bloco florestal possibilitou o seu reconhecimento como um dos 14 Centros de Diversidade de Plantas do Brasil (Peixoto & Silva, 1997).

A importância deste bloco de áreas protegidas para a conservação da Mata Atlântica pode ser medida pelo seu reconhecimento pela sociedade: Patrimônio Mundial Natural para a Costa do Descobrimento, título atribuído pela Unesco, em dezembro de 1999; Área Prioritária para conservação de Mata Atlântica, pelo Decreto Nº 5.092 de 2004, Portaria MMA Nº 126 de 2004; Posto Avançado da Reserva de Biosfera da Mata Atlântica pela Unesco em 2008.

Ao conceder esse último título, em 2008, a Unesco reconheceu a contribuição da RNV à proteção da biodiversidade, o incentivo e apoio ao

desenvolvimento de conhecimento científico e de metodologias e tecnologias para uso sustentável dos recursos naturais. Esse título, além de consolidar a eficácia do modelo de gestão utilizado na RNV para áreas destinadas à proteção da biodiversidade, veio reforçar a sua importância para a conservação da flora e da fauna da Mata Atlântica.

O referendo pela sociedade nos leva a pensar em quatro linhas de atividades prioritárias para o futuro da RNV, sem desconsiderar as demais linhas de atividades atualmente em desenvolvimento, nessa área protegida ímpar no país. A primeira certamente é a proteção, atividade básica ligada diretamente à conservação integrada da biodiversidade. Sem a mesma, qualquer linha de pesquisa atual ou futura pode ser severamente comprometida. Tal atividade sempre foi considerada prioritária desde o início das atividades na RNV, com prevenção e combate a incêndios e a ação de caçadores. Hoje pode ser considerada uma atividade inerente e vinculada à própria existência de qualquer área que se queira proteger.

A segunda atividade prioritária diz respeito à manutenção dos inventários biológicos e pesquisas taxonômicas em diferentes grupos de animais, plantas e fungos. Tais estudos geram conhecimento, enriquecem as coleções biológicas em todo o mundo, incluindo as coleções da própria RNV, e permitem definir estratégias de conservação à medida que mapeiam locais de ocorrência de espécies raras, ameaçadas e endêmicas, e muito mais. É largamente conhecido que o norte do Espírito Santo representa uma área de elevada riqueza e endemismo de espécies. Detalhes sobre a riqueza de alguns grupos da fauna e da flora local podem ser vistas nos capítulos seguintes deste livro. No Brasil, um recente estudo mapeou 538 áreas terrestres com papel fundamental para a conservação de 141 espécies de vertebrados terrestres ameaçados de extinção e com distribuição restrita na Mata Atlântica (Paese *et al.*, 2010). Deste total, 24 áreas são consideradas aquelas de maior importância na Mata Atlântica, por serem insubstituíveis. Entre estas está o bloco formado pela Rebio Sooretama, a RNV e as RPPN adjacentes.

A terceira prioridade diz respeito ao monitoramento de pesquisas de longa duração já instaladas na RNV ou ainda a serem implementadas. Uma das recomendações do citado Seminário de

Belém diz respeito a pesquisas de longo prazo. Sabe-se que pesquisas de longo prazo podem produzir dados essenciais para o entendimento das alterações ambientais e para subsidiar ações e programas de manejo visando adaptações ou mitigações de impactos de larga escala (Barbosa, 2013). Pesquisas de longa duração instaladas na RNV, algumas com quase meio século, são de importância ímpar e necessitam ser não apenas mantidas, mas monitoradas, de modo a possibilitar respostas a perguntas chave em ecologia, manejo e conservação em florestas tropicais. O Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq) desde 1999 tem investido em programas de Pesquisa Ecológica de Longa Duração (Peld) e, desde 2004 no Programa de Pesquisa em Biodiversidade (PPBio), por considerar a importância que estes estudos vêm ganhando no cenário mundial. Acompanhar experimentos, por longos períodos, buscando entender o comportamento das espécies em ambientes naturais e quando submetidas a cultivo e reintrodução em programas de restauração ambiental, são fundamentais para o planejamento de estratégias de conservação para a mata atlântica e para as florestas tropicais em todo o mundo, especialmente em função dos futuros cenários do clima.

A quarta prioridade refere-se à restauração da Mata Atlântica. O Pacto para Restauração da Mata Atlântica propôs um objetivo ambicioso de restaurar mais de 15 milhões de ha até 2050, o que pode aumentar a cobertura vegetal em até 30%, conectar fragmentos e viabilizar a conservação em grande escala (Calmon *et al.*, 2011), embora a legislação brasileira em vigor (Lei Federal 12.651, de 12/05/2012) possa dificultar que esta meta seja atingida (Garcia *et al.*, 2013). No Espírito Santo a área estimada para restauração é de pouco mais de 1,04 milhão de ha. Se fosse admitido plantar em 50% desta área, com uma densidade de 1.111 mudas/ha e estimando-se a mortalidade de mudas em 20%, seriam necessárias quase 700 milhões de mudas. Ou seja, para atingir 50% da meta proposta no Pacto da Mata Atlântica, seriam necessárias 23 milhões de mudas ao ano. Se considerarmos apenas a Floresta de Tabuleiro do norte do Espírito Santo, são cerca de 7 a 10 milhões de mudas ao ano, durante 30 anos. Tecnologia e pessoal treinado

não faltam, mas faz-se necessário uma estreita parceria pública-privada, e principalmente, o desejo dos proprietários de terras em adequar suas propriedades agrícolas.

Embora a chamada “consciência conservacionista” esteja muito mais difundida hoje na sociedade, ainda são grandes os conflitos de interesses nas negociações e especialmente em práticas que visem conciliar a expansão de atividades ditas geradoras de riquezas econômicas e a conservação de espécies e dos ambientes onde elas vivem. Um traço inicial da RNV – a sua ligação e envolvimento em parcerias com instituições e organizações do Brasil e do exterior, par a par com o setor empresarial e político – possibilitou que circulassem ideias, flúissem debates em atividades de campo diversas, em cursos ou disciplinas de pós-graduação e graduação, em publicações e exposição em eventos. Essa cooperação interinstitucional, ao mesmo tempo em que ajudava a estabelecer um nicho próprio de experimentação em campo na área da RNV, criava possibilidades de levar os resultados para implantação de programas em outros ambientes, enriquecidos pelas discussões que provocava, propiciando a geração de conhecimentos e o desenvolvimento de ações de conservação e restauração ambiental.

Tomamos a liberdade de afirmar que os ensinamentos foram aprendidos. A equipe de técnicos da RNV e os cientistas e estudantes de diferentes instituições do Brasil e do exterior que lá trabalharam e aqueles que lá trabalham atualmente vêm demonstrando compromisso de preservar as lições aprendidas e disponibilizá-las para a sociedade.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Aguirre, A. 1951. Sooretama – Estudo sobre o parque da reserva, refúgio e criação de animais silvestres, “Sooretama”, no município de Linhares, Estado do Espírito Santo. Rio de Janeiro: Min. Agricultura-Serviço de Informação Agrícola, 49p.
- Barbosa, F.A.R. 2013. Uma breve história do Programa de Pesquisas Ecológicas de Longa Duração (PELD-CNPq), do Brasil: da semente ao fruto. P 13-27. In: Tabarelli, M. *et al.* (Eds.) PELD-CNPq Dez anos do Programa de Pesquisas Ecológicas de Longa Duração no Brasil: Achados, Lições e Perspectivas. Editora

- Universitária UFPE. Recife.
- Barros, G. 2011. O problema siderúrgico nacional na primeira república. Tese de Doutorado, Faculdade de Economia, Administração e Contabilidade, Universidade de São Paulo, 245p.
- Borgonovi, M.N. 1975. Reserva Florestal da Companhia Vale do Rio Doce em Linhares, ES – Uma fonte inesgotável de produtos florestais. *Brasil Florestal* 6(23): 36-47.
- Calmon, M.; Brancalion, P.H.S.; Paese, A.; Aronson, J.; Castro, P.; Silva, S.C.; Rodrigues, R.R. 2011. Emerging Threats and Opportunities for Large-Scale Ecological Restoration in the Atlantic Forest of Brazil. *Restoration Ecology* 19:154-158.
- Carvalho, J.C.M. & Borgonovi, M.N. 1987. Cinco anos de atividades do GEAMAM e das CIMASs. Pp. 233-247. *Anais do Seminário Desenvolvimento Econômico e Impacto Ambiental em Áreas de Trópico Úmido Brasileiro A Experiência da CVRD. 1987. Secretaria Especial de Meio Ambiente. Rio de Janeiro.*
- Collar, N.J. 1986. The best-kept secret in Brazil. *World Birdwatch* 8 (2): 14-15.
- Drummond, J.A.L. & Franco, J.L.A. 2013. Nature Protection: the FBCN and Conservation Initiatives in Brazil, 1958- 1992. *Historia Ambiental Latinoamericana y Caribeña (HALAC)* 2: 338-367.
- Egler, W.A. 1951. A Zona Pioneira ao Norte do Rio Doce. *Revista Brasileira de Geografia* 13 (2): 224-264.
- Espindola, H.S.; Morais, J.C.P.P.; Aquino, B.P.; Esteves, A.C.G.; Marins, R.F. 2011. Nada se perde, tudo se consome: mercantilização dos recursos florestais e ocupação de terras em Minas Gerais. *Anais do XXVI Simpósio Nacional de História – ANPUH, São Paulo.*
- Fundação SOS Mata Atlântica. 1998. Atlas da evolução dos remanescentes florestais e ecossistemas associados no domínio da Mata Atlântica no Período 1990-1995. Fundação SOS Mata Atlântica, Instituto Nacional de Pesquisas Espaciais e Instituto Socioambiental. São Paulo, Brasil.
- Garcia, L.C.; Santos, J.S.; Matsumoto, M.; Silva, T.S.F.; Padovezi, A.; Sparovek, G.; Hobbs, R.J. 2013. Restoration Challenges and Opportunities for Increasing Landscape Connectivity under the New Brazilian Forest Act. *Natureza & Conservação* 11(2):181-185.
- Germano Filho, P.; Peixoto, A.L. & Jesus, R.M. 2000. Espécies vegetais descritas a partir de espécimes coletados na Reserva Florestal de Linhares, Espírito Santo, Brasil. *Boletim do Museu de Biologia Mello Leitão* 11/12: 35-48.
- Heinsdijk, D.; Macedo, J.G.; Andel, S. & Ascoly, R.B. 1965. A Floresta do Norte do Espírito Santo. Dados e conclusões dum inventário florestal piloto. *Boletim do Departamento de Recursos Naturais Renováveis, Ministério da Agricultura. Rio de Janeiro.* 7: 1-69.
- Jesus, R.M. & Garcia, A. 1992. O Herbário da Reserva Florestal de Linhares. *Revista do Instituto Florestal* 4: 350-362.
- Jesus, R.M. 1987. Mata Atlântica de Linhares: Aspectos Florestais. *Anais do Seminário Desenvolvimento Econômico e Impacto Ambiental em Áreas de Trópico Úmido Brasileiro A Experiência da CVRD.* p.35-71, Secretaria Especial de Meio Ambiente. Rio de Janeiro.
- Mascarenhas Sobrinho, J. 1974. Nota preliminar sobre experimentação em florestas tropicais. Trabalho apresentado no I Congresso Brasileiro sobre Florestas Tropicais – Viçosa, MG. *IPEF* 9: 83-86.
- Mittermeier, R.A.; Robles-Gil, P.; Hoffmann, M.; Pilgrim, J.D.; Brooks, T.B.; Mittermeier, C.G.; Lamoreux, J.L. & Fonseca, G.A.B. 2004. Hotspots Revisited: Earth's Biologically Richest and Most Endangered Ecoregions. CEMEX, Mexico City, Mexico 390p.
- Paese, A.; Paglia, A.; Pinto, L.P.; Foster, M.N.; Fonseca, M.; Sposito, R. 2010. Fine-scale sites of global conservation importance in the Atlantic forest of Brazil. *Biodiversity and Conservation* 19(12):3445-3458.
- Peixoto, A.L. & Silva, I.M. 1997. Tabuleiro forests of northern Espírito Santo, South-eastern Brazil, p. 369-372. In: Davis, S. D.; Heywood, V. H.; Herrera-McBride, O.; Villa-Lobos, J. & Hamilton, A. C. (Eds.). *Centres of Plant Diversity: A Guide and Strategy for their Conservation.* Vol. 3. The Americas. WWF / International Union for the Conservation of Nature: Cambridge. 562 p.
- Pereira, J.A. 1977. Análise sumário das tendências naturais da Reserva Florestal com vista à definição da política florestal. *Florestas Rio Doce S/A, 1977.*
- Ribeiro, M.C.; Metzger, J.P.; Martensen, A.C.; Ponzoni, F.; Hirota, M.M. 2009. The Brazilian Atlantic Forest: how much is left, and how is the remaining Forest distributed? Implications for conservation. *Biological Conservation* 142: 1141-1153.
- Ruschi, A. 1950. Fitogeografia do Estado do Espírito Santo – I. *Boletim do Museu de Biologia Mello Leitão (Sér. Bot.)*, Santa Teresa, 1: 1-353.
- Ruschi, A. 1954. Algumas espécies zoológicas e botânicas em vias de extinção no estado do Espírito Santo. Método empregado para a sua prospecção e para o estabelecimento de área mínima para a perpetuação da espécie, em seu habitat natural. *Boletim do Museu de Biologia Mello Leitão (Sér. Proteção à Natureza)*, Santa Teresa, 16A: 1-45.

2 OS TABULEIROS COSTEIROS DO ESTADO DO ESPÍRITO SANTO: OCORRÊNCIA E COMPONENTES AMBIENTAIS

Ademir Fontana, Lúcia Helena Cunha dos Anjos & Marcos Gervasio Pereira

TABULEIROS COSTEIROS E CONCEITOS RELACIONADOS

O termo ambiente ou feição de tabuleiros costeiros agrupa importantes informações para diversas ciências, desde as diretamente relacionadas, como a geologia e a geomorfologia, quanto a ecologia e a botânica, e em outros aspectos como a ciência do solo e a ocupação humana da costa brasileira.

Os tabuleiros costeiros distribuem-se como uma faixa litorânea e parte da faixa sublitorânea em quase toda a costa do Brasil, desde o estado do Rio de Janeiro até o estado do Amapá (Mabesoone, 1966; Bigarella, 1975). Também são identificados como materiais ou sedimentos do “Barreiras”, denominação dada a unidade de materiais de origem Terciária no Brasil. Ainda, segundo Oliveira & Leonardos (1943), UFV (1984) e Rezende (2000), o termo faz menção à carta de Pero Vaz de Caminha ao Rei de Portugal, Dom Manuel, quando do descobrimento do Brasil, onde em um trecho da carta se refere ao perfil das falésias no sul da Bahia: “*Tem, ao longo do mar, nalgumas partes, grandes barreiras, delas vermelhas, delas brancas; e a terra por cima toda chã e muito cheia de grandes arvoredos*” (Castro apud Rezende, 2000).

A sua localização e o aspecto da paisagem favoreceram a ocupação humana e o desenvolvimento de cidades ao longo da história do Brasil. Na publicação “O Homem e o Brejo”, de Alberto Lamego (1945), o autor cita que “*Em*

roda-pé às elevações do Cristalino e acima da planície, em Campos, há o patamar dos tabuleiros”. Na mesma publicação, é registrado uso dominante nesse ambiente “*Toda a superfície dos tabuleiros era coberta outrora de floresta virgem, que cedeu lugar aos canaviais*”.

Do ponto de vista estratigráfico, no que confere a sua composição, o termo “Barreiras” foi utilizado pela primeira vez em 1902 por Branner, para indicar as camadas variegadas, que ocorrem na forma tabular e afloram nas diversas barreiras ao longo da costa brasileira (Mabessone *et al.*, 1972). Morais *et al.* (2006) relatam que a denominação Barreiras vem sendo empregada, com significado estratigráfico, desde Moraes Rêgo (1930 apud Baptista *et al.*, 1984), para descrever depósitos arenosos e argilosos, de cores variegadas, normalmente muito ferruginizados, identificados nos baixos platôs amazônicos e nos tabuleiros da costa do norte, nordeste e leste brasileiro, com variações em escala local e regional. Nas áreas onde afloram junto ao litoral são também identificadas as “falésias”, definidas como “*forma costeira abrupta esculpida por processos erosivos marinhos de alta energia, que ocorrem no limite entre as formas continentais e a praia atual, em trechos de costas altas*” (IBGE, 2009). Do ponto de vista da estratigrafia, na Figura 1 pode-se observar a variação da cor e a distribuição das camadas de uma paisagem com erosão diferenciada da borda do tabuleiro costeiro.



Figura 1: Paisagem erodida de tabuleiros costeiros com detalhe da estratigrafia. Foto: Paulo César Teixeira.

Tomado como unidade geomorfológica, o termo Barreiras, surge primeiramente como Série Barreiras, depois Formação Barreiras e, finalmente, Grupo Barreiras (Bigarella & Andrade, 1964). O conceito de Grupo é reforçado por Arai (2006), em estudos sobre a evolução desta unidade por datações palinológicas e correlações estratigráficas realizadas principalmente no norte do país, onde destaca ser composto por uma subunidade superior e outra inferior, separadas por discordância. Para estudos ambientais, Schaefer (2013) reporta que o Grupo Barreiras representa um dos principais testemunhos do longo período de climas úmidos e secos, alternantes, em condições tropicais.

ORIGEM DO GRUPO BARREIRAS E COMPONENTES AMBIENTAIS

Um dos temas que gera maior controvérsia entre as pesquisas e as teorias apresentadas diz respeito à origem do Grupo Barreiras. Nas referências mais antigas, como em Lamego (1945), e em várias outras, é ressaltada a sua origem continental, sendo destacada como evidência a falta de registro de fósseis nos sedimentos. Já Arai (2006), em ampla abordagem sobre a evolução relata evidências irrefutáveis de influência marinha, tanto de natureza

paleontológica, como sedimentológica, envolvendo datação palinológica e sua correlação com as unidades litoestratigráficas das partes submersas das bacias da margem continental brasileira.

Para tanto, a composição geológica do grupo Barreiras designa sedimentos clásticos a fossilíferos de cores variegadas, em geral friáveis, predominantemente arenosos, com marcante alternância de depósitos pelíticos e psamo-pelíticos e com espessura que varia de poucas a várias dezenas de metros (Schobbenhaus & Neves, 2003). Segundo CPRM (2015), no estado do Espírito Santo, o Grupo Barreiras é constituído de arenitos esbranquiçados, amarelados e avermelhados, argilosos, finos e grosseiros, mal selecionados, com intercalações de argilitos vermelhos e variegados. Os depósitos dessa unidade são bastante ferruginizados, com cores variadas desde o vermelho ao alaranjado, e essa ferruginização, quando muito intensa, ocorre como crostas ferruginosas.

Ribeiro (1991) relata que os arenitos são de granulação média a grossa, constituídos de grãos subangulares e subarredondados, de cores variadas, predominando amarelo, creme e, por vezes, avermelhado, com presença de óxidos de ferro. Morais (2007), estudando os sistemas fluviais terciários na área emersa da bacia do

Espírito Santo, entre as formações Rio Doce e Barreiras, observaram que os depósitos areníticos apresentam percentual significativo de matriz caulínica, de cor cinza esbranquiçada, cuja origem é atribuída à alteração de feldspatos, e forte mosqueamento por óxido de ferro.

Em estudo petrográfico na área emersa da Bacia do Espírito Santo, no extremo norte do estado do Espírito Santo, em afloramento próximo à cidade de Pedro Canário, Ribeiro *et al.* (2007) indicaram que os depósitos da formação Barreiras são constituídos por camadas tabulares, médias a espessas, de arenitos quartzosos, maciços, conglomeráticos na base, intercaladas por camadas lenticulares, médias a espessas, de lamitos arenosos, maciços, mosqueados. Em escala microscópica os depósitos são mal selecionados, com clastos angulosos a subarredondados, de baixa circularidade, compostos predominantemente por quartzo, com reduzida participação de feldspatos (média de 5%) e apresentam aspectos de ferruginização.

Outra discussão acrescida ao Barreiras refere-se à idade, sendo comum a variação de Oligoceno–Mioceno a Plioceno, e no tocante ao seu limite superior é colocada por alguns autores no Pleistoceno (Bigarella, 1975; Mabeoone *et al.*, 1972). Muitos pesquisadores consideram que os fenômenos precursores destes sedimentos ocorreram em épocas mais recentes, no Terciário, com possibilidade de influência ainda mais recente, no Quaternário (período inferior a 600 mil anos), daí serem considerados como Tércio–Quaternário, conforme sugere Ribeiro (1996).

Contudo, o mais aceito até o momento é o intervalo de tempo que varia do Mioceno até o Plioceno–Pleistoceno. Arai (2006), por meio da análise estratigráfica integrada relaciona a origem do Grupo Barreiras com a elevação eustática global com o máximo (Barreiras Inferior) na parte média do Mioceno (20,3 – 11 Ma). Segundo o autor, a sedimentação foi interrompida no final do Tortoniano (7,3 Ma), quando houve rebaixamento eustático global que ocasionou um extenso evento erosivo nas áreas emersas e a formação de cunhas fortemente progradantes na porção submersa das bacias. Com a retomada da subida eustática no Plioceno (4 – 5 Ma), depositou-se o segundo ciclo (Barreiras Superior).

Os tabuleiros costeiros são constituídos por sedimentos terrígenos do Grupo Barreiras, que segundo Bigarella (1975), foram depositados sobre a plataforma continental, quando o nível do mar se situava abaixo do atual. A posterior subida do nível do mar e a ação das ondas resultaram na formação das falésias e nos terraços de abrasão que recobrem setores da atual plataforma continental interna (Albino *et al.*, 2001). Para Arai (2006), o soerguimento epirogenético, ocorrido subseqüentemente à queda eustática, foi responsável pela atual configuração topográfica, onde a erosão e o retrabalhamento, ocorridos no Quaternário, nos períodos de mar baixo, devem ter sido responsáveis, em parte, pela atual configuração da plataforma continental.

As mudanças climáticas, as transgressões e regressões marinhas, os processos tectônicos e, por consequência, as variações dos níveis de bases regionais e/ou locais, geraram processos de entalhamento no planalto, permitindo a manutenção da forma primitiva com diferenciações locais ou regionais discretas (Ribeiro, 1996).

Quanto ao aspecto geral da paisagem, os tabuleiros costeiros apresentam feição característica de topografia tabular dissecada por vales por vezes profundos. Os topos em geral são aplainados e as bordas têm maior declividade, variando em função do grau de dissecção da paisagem desde o relevo suave ondulado a ondulado, menos comum o forte ondulado, e até encostas retilíneas nas falésias (Figura 2). A drenagem caracteriza-se por padrão subdendrítico com canais largos e que formam planícies coluvionadas, que se estendem por outras unidades geomorfológicas, seguindo as linhas estruturais e a inclinação geral dos tabuleiros para o mar (Brasil, 1983; 1987).

Associado às feições anteriores, é comum encontrar ao longo do litoral variações suaves quanto à discordância dos sedimentos do Barreiras e às formações das planícies costeiras flúvio-marinhas, principalmente como aquelas no delta do Rio Doce, na qual observa-se um leve desnível entre os ambientes e onde a distinção entre eles é destacada pela mudança da vegetação (floresta de tabuleiro e restinga) e pela composição dos sedimentos terciários e quaternários (argilosos e arenosos).



Figura 2: Paisagem geral de tabuleiros costeiros com destaque para o desnível dos vales de dissecção e os patamares na forma de tabuleiro (acima) e paisagem típica com relevo suave ondulado (abaixo) no norte do estado do Espírito Santo. Fotos: Lucas Rodrigues Nicole e Valmir José Zuffo.

A distribuição dos depósitos do Grupo Barreiras e seu contato com os afloramentos cristalinos e com a planície costeira permitiram a Martin *et al.* (1996) subdividirem a costa do Espírito Santo em três setores: litoral Nordeste, onde os depósitos quaternários são limitados pelas falésias; litoral Central, onde os afloramentos rochosos atingem a costa e o litoral; e litoral Sudeste, onde as falésias voltam a aflorar na linha de costa, sendo localmente precedidas por depósitos quaternários pouco desenvolvidos.

Em trabalho de refinamento das unidades geomorfológicas do estado do Espírito Santo, Coelho *et al.* (2012) aplicaram técnicas avançadas de geoprocessamento, como dados e técnicas de SIG e sensoriamento remoto, juntamente com os relatórios e mapas geomorfológicos anteriores, e classificaram o relevo do estado agrupados em táxons hierarquicamente relacionados, quantificando os Domínios Morfoestruturais, as Regiões Geomorfológicas e também as Unidades Geomorfológicas. Segundo os autores, a unidade geomorfológica Tabuleiros Costeiros está inserida na Região de Piemontes Inumados e no Domínio Sedimentar, a qual ocorre desde o sopé das elevações cristalinas até as planícies quaternárias. A unidade de tabuleiros costeiros ocupa a maior área do estado, representando cerca de 29%, seguida pela unidade Patamar Escalonado Sul Capixaba (28%), onde predomina relevo montanhoso a escarpado.

OCORRÊNCIA DOS TABULEIROS COSTEIROS NO ESTADO DO ESPÍRITO SANTO

Segundo descrito na publicação Geologia e Recursos Minerais do Estado do Espírito Santo (CPRM, 2015) “o Grupo Barreiras distribui-se segundo uma faixa aproximadamente alongada no sentido N-S, situando-se, em grande parte, entre o embasamento cristalino e os depósitos quaternários da baixada costeira. Também aflora desde um pouco a sul da localidade de Presidente Kennedy e começa a ocupar maior extensão a norte da cidade de Vitória. Ao sul desta, a ocorrência é descontínua, como porções

mais isoladas, principalmente onde as rochas do embasamento afloram próximo ao litoral, como se observa na região entre Vitória e Presidente Kennedy. (...) Associam-se a feições de tabuleiro e, ao longo do litoral, ocorrem em formas de falésias ativas”.

A distribuição dos tabuleiros costeiros no estado do Espírito Santo foi objeto de estudo e delimitação apresentada na publicação intitulada “Mapeamento Geomorfológico do Estado do Espírito Santo”, por Coelho *et al.* (2012). Este trabalho teve como objetivo aumentar a precisão do mapeamento geomorfológico realizado pelo Projeto Radambrasil, realizado no início da década de 80, e ilustra a ocorrência e ocupação do ambiente de tabuleiros costeiros (Figura 3).

A variação quanto à ocupação do espaço continental pode ser observada pela distância dos tabuleiros costeiros da costa para o interior do estado. Na região centro-sul do estado, no município de Guarapari, ocupa a menor faixa, enquanto aumenta em direção ao estado do Rio de Janeiro (Figura 3). Destaca-se, todavia, no sentido norte/noroeste do estado, onde avança para o interior, chegando a mais de 100 km, quando adentram aos estados de Minas Gerais e Bahia.

SOLOS DOS TABULEIROS COSTEIROS – FORMAÇÃO E CARACTERÍSTICAS PRINCIPAIS

O desenvolvimento dos solos de tabuleiros costeiros apresenta estreita relação com os sedimentos do Grupo Barreiras (e congêneres) e suas variações/segregação quando da deposição dos sedimentos. As pesquisas realizadas por Anjos (1985), Fonseca (1986), Ribeiro (1998) e Manzatto (1998) apontam que os solos de tabuleiros pouco se diferenciaram pedogeneticamente do material de origem (Figura 4). Esses sedimentos passaram por um intenso processo de alteração (pré-edafização), antes do seu desmonte e transporte, o que resultou no material caulínico e quartzoso muito estável, o qual não se modificou substancialmente com os processos de pedogênese posteriores (UFV, 1984).

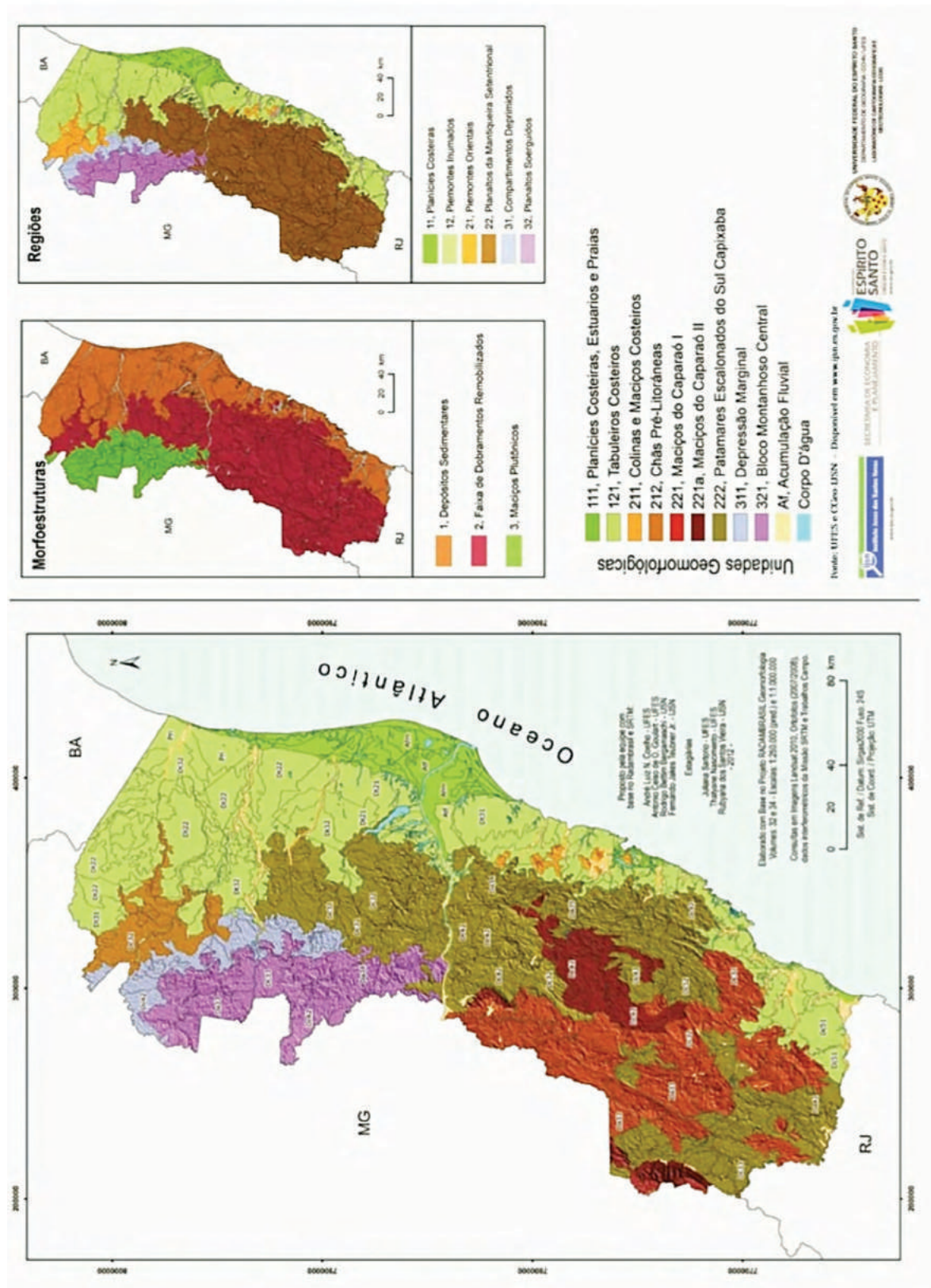


Figura 3: Mapa da distribuição das unidades geomorfológicas no estado do Espírito Santo. Fonte: Compilado do “Mapeamento Geomorfológico do Estado do Espírito Santo” (Coelho et al., 2012).



Figura 4: Corte de tabuleiros costeiros destacando-se a cor vermelho-amarela do material de origem na posição central (esquerda) e perfil de solo amarelo com plintita e/ou petroplintita na parte inferior (direita). Foto: Ademir Fontana.

Em trabalho de caracterização, gênese, classificação e aptidão agrícola de uma sequência de solos do Terciário, na região de Campos dos Goytacazes, no estado do Rio de Janeiro, Anjos (1985) destaca a aparente isotropia vertical dos perfis de Latossolos e Argissolos quanto à morfologia (sequência de horizontes, cor, estrutura e consistência). Assim, de acordo com a autora, as características dos solos de tabuleiro, principalmente morfológicas e mineralógicas, estão mais estreitamente relacionadas com o material originário e com os processos geomórficos em detrimento aos processos pedogenéticos. Embora nestes solos a mineralogia (cauliníticos e ausência de minerais primários facilmente intemperizáveis) indique elevado grau de desenvolvimento, estas características também são verificadas nos materiais subsuperficiais dos solos (horizonte C), ou seja, são as mesmas dos sedimentos do Grupo Barreiras (Pereira, 1996).

A existência de um modelo pedogenético pré-actual ou pseudo-actual é sugerida por Ribeiro (1998), ligando aos solos de tabuleiros algumas

características em processo de transformação, e o autor considera o material de origem (características herdadas) e o relevo como os principais fatores condicionantes dos processos da pedogênese atual. Neste sentido, parece que os solos de tabuleiros apresentam processos pedogenéticos incipientes e aqueles relacionados com a formação de gradiente textural e os horizontes adensados (coesos) são os mais relevantes, haja vista a diferenciação que estes promovem em nível de pedopaisagem (aspecto pedológico de uma paisagem) e na taxonomia desses solos.

Na intenção de investigar e inter-relacionar as características mineralógicas, químicas e micromorfológicas dos solos visando a reconstrução do ambiente pedogenético, Duarte *et al.* (2000) afirmam que o ambiente pedogenético atual está propiciando a estabilização da caulinita e formação de goethita, removendo a hematita e possivelmente sendo responsável pelo amarelecimento (xantização) dos horizontes superficiais. O processo de segregação de ferro é evidenciado por seu acúmulo nos nódulos e mosqueados em relação



Figura 5: Perfil de Argissolo desenvolvido nos tabuleiros costeiros do estado do Espírito Santo. Foto: Ademir Fontana.

à matriz do solo, provavelmente por difusão, sendo a fonte a matriz. Os nódulos e mosqueados vermelhos estão em processo de destruição e não de formação.

Para o desenvolvimento dos solos dos sedimentos do Grupo Barreiras no estado Espírito Santo, destaca-se a evidência de pedogênese atual, cuja diferenciação pedológica observada em topossequência esteve relacionada ao retrabalhamento do relevo e a dinâmica interna da água (Duarte *et al.*, 2000), onde soma-se a estes fatores o desenvolvimento da vegetação diferenciada em ambientes abaciados e de composição predominantemente arenosa.

Desta forma, as variações pontuais dos fatores relevo e dinâmica de água influenciam a formação dos solos de forma diferenciada, refletindo no desenvolvimento dos Latossolos, Argissolos, Planossolos e Plintossolos, sob vegetação de floresta de tabuleiros e nos interflúvios tabulares. Em alguns trechos descontínuos, deposições mais espessas de sedimentos arenosos condicionam vegetação diferenciada, levando, no conjunto de fatores, ao desenvolvimento dos Espodossolos, enquanto, em áreas de várzeas relacionadas aos vales ocorrem os Gleissolos.

Quanto as classes de solo, destaque para os Argissolos Amarelos e os Latossolos Amarelos (Figura 5), os quais ocorrem frequentemente em associação na paisagem e ocupando a maior parte dos interflúvios tabulares. Esses solos têm várias características herdadas do material de origem - os sedimentos do Grupo Barreiras, quais sejam: baixo conteúdo de óxidos de ferro e alumínio, ausência de minerais primários facilmente intemperizáveis, predomínio de caulinita na mineralogia da fração argila e quartzo na fração areia. A distinção entre os Argissolos e Latossolos se deve principalmente ao tipo de horizonte diagnóstico subsuperficial, conforme o Sistema Brasileiro de Classificação de Solos – SiBCS (Santos *et al.*, 2013a), em que a presença do gradiente textural (teores de argila nos horizontes B/A - relação textural) e, em alguns casos a presença de horizonte E (definido pela cor clara e textura arenosa) ou a mudança textural abrupta (grande aumento dos teores de argila em um espaço de 7,5 cm), definem o B textural (Argissolos). Na ausência do gradiente textural, define-se então, pelas demais características relacionadas ao grau de intemperismo, o B latossólico (Latosolos).

De maneira geral os Argissolos apresentam

textura arenosa e média nos horizontes superficiais e textura argilosa nos horizontes subsuperficiais, enquanto que os Latossolos com textura média e argilosa, nos horizontes superficiais e subsuperficiais, respectivamente. Outra característica comumente associada a esses solos é a presença do caráter coeso, que no SiBCS (Santos *et al.*, 2013a) é definido como sendo “horizontes pedogenéticos subsuperficiais adensados, muito resistentes à penetração da faca ou martelo pedológico e que são muito duros a extremamente duros quando secos, passando a friáveis ou firmes quando úmidos.” A coesão também é percebida, por vezes, pelo aumento da densidade do solo nos horizontes de transição (AB, BA) e mesmo no topo do horizonte B.

Outra classe de solo que ocorre na região norte do estado do Espírito Santo é a dos Planossolos. Em geral, ocorrem como unidades de mapeamento do tipo associação ou complexos com Argissolos acinzentados, ocupando as partes de menor cota da paisagem, como no terço inferior. Segundo o SiBCS (Santos *et al.*, 2013a), nos Planossolos o horizonte superficial apresenta textura arenosa e o subsuperficial é de acumulação de argila, destacando-se a mudança textural abrupta para o B textural. Além da drenagem em geral imperfeita, nos Planossolos pode ocorrer a formação de lençol de água suspenso, de existência temporária, como

reflexo da permeabilidade lenta ou muito lenta da água no perfil, condicionando cores acinzentadas ou com mosqueados na parte superior do horizonte B e em horizontes transicionais.

No tocante aos ambientes do terço médio a inferior das encostas, nas bordas dos tabuleiros e/ou em relevo abaciado também ocorrem os Plintossolos. Estes solos são caracterizados pela presença de plintita ou petroplintita no horizonte subsuperficial (Santos *et al.*, 2013a). A plintita é identificada como corpo distinto de material mineral que se destaca da matriz do solo e que apresenta consistência firme quando úmida e dura ou muito dura quando seca, porém pode ser cortada com a faca, ocorrendo comumente com padrão de cor do mosqueado vermelho, vermelho-amarelado e vermelho-escuro, e forma usualmente laminar, arredondada, poligonal ou reticulada (Santos *et al.*, 2013b), enquanto, a petroplintita é proveniente do endurecimento irreversível da plintita.

A associação na paisagem de Argissolos no topo dos tabuleiros e de Plintossolos em porções do relevo abaciadas foi destacada em estudo de Duarte *et al.* (2000), no município de Aracruz, onde os autores destacam a influência do relevo e a dinâmica da água na formação dos diferentes solos. A plintita e a petroplintita também podem ocorrer em profundidade, nos perfis de Latossolos e Argissolos, e na superfície, na forma de grandes



Figura 6: Perfil de solo com petroplintita em subsuperfície (esquerda) e canga laterítica em primeiro plano (direita) desenvolvido nos tabuleiros costeiros do estado do Espírito Santo. Fotos: Ademir Fontana e Paulo César Teixeira.

blocos cimentados denominados de “cangas” ou “cangas lateríticas”, facilmente observáveis na base das falésias (Figura 6).

A ocorrência dos diversos solos e principalmente dos Argissolos e Latossolos, foi destacada no Levantamento de Reconhecimento dos Solos do Estado do Espírito Santo (Embrapa, 1978) e no Levantamento de Recursos Naturais do RADAMBRASIL (BRASIL, 1983; 1987). Além dos trabalhos já mencionados, destaca-se a grande contribuição dos estudos de Embrapa (1995), através da IV Reunião de Classificação, Correlação e Aplicação de Levantamentos de Solos, cuja excursão de estudos abrangeu áreas

de tabuleiros costeiros dos estados do Rio de Janeiro, Espírito Santo e Bahia, que englobam os Argissolos, Planossolos e Latossolos. Soma-se a estes trabalhos o levantamento de solos da região de Aracruz, São Mateus e Conceição da Barra (Embrapa, 2000), mostrando com mais detalhe a ocorrência e características de Latossolos, Argissolos e Planossolos e Santos *et al.* (2004) nas Reservas de Linhares e Sooretama com a ocorrência predominante dos Argissolos.

Em ambientes denominados localmente de “muçunungas”, que se diferenciam pela deposição de espessas camadas de sedimentos de composição arenosa, a vegetação pode variar desde graminóide



Figura 7: Perfil de Espodosolo desenvolvido nos tabuleiros costeiros (esquerda) e vegetação de campo nativo (direita) sobre solo arenoso do estado do Espírito Santo. Fotos: Luiz Pessenda e Ademir Fontana.



Figura 8: Perfil de solo sem e com mosqueados em subsuperfície (esquerda) e ambiente de ocorrência em várzea (direita) nos vales dos tabuleiros costeiros do estado do Espírito Santo. Fotos: Ademir Fontana e Flávio Gontijo.

até herbáceo-arbustiva (também denominadas de campo nativo) ou arbórea (muçunungas propriamente ditas). Nessa paisagem, o material arenoso, o relevo abaciado (com depressões em geral circulares) e a drenagem imperfeita, associados à vegetação, favorecem o desenvolvimento dos Espodosolos (Figura 7). Pelo SiBCS (Santos *et al.*, 2013a) essa classe é caracterizada por solos profundos de textura arenosa ao longo do perfil e que possuem um horizonte subsuperficial B espódico, o qual tem como principais características o acúmulo de matéria orgânica, alumínio, podendo ou não conter ferro. É comum a ocorrência consolidada do horizonte B espódico denominada de ortstein, e ainda, em muitos casos, abaixo deste, o fragipã (material endurecido quando seco e com quebradidade quando úmido e com baixos teores de matéria orgânica). Ademais, outra classe possível no ambiente de muçunungas são os Neossolos Quartzarênicos, os quais se caracterizam pela textura arenosa e ausência de horizonte diagnóstico B espódico, na profundidade em que se define o perfil de solo no SiBCS.

A ocorrência de Espodosolos nos domínios dos tabuleiros costeiros do sul da Bahia e norte do Espírito Santo é relatada por Oliveira *et al.* (2010). Os autores observaram Espodosolos com horizonte E alábico (muçunungas brancas) e sem esse horizonte (muçunungas pretas), ambos com fragipã abaixo do horizonte B espódico. As muçunungas brancas apresentam ortstein, enquanto as pretas se diferenciam pela estrutura pequena granular e de cor escura desde o horizonte A.

Na Reserva Natural Vale, Secretti (2013) destaca a ocorrência de Espodosolos nos campos nativos, com variações ao longo da paisagem no tocante a cor, estrutura, consistência, espessuras do perfil e dos horizontes, principalmente. Santos *et al.* (2004) nas Reservas de Linhares e Sooretama, destacam a ocorrência de Espodosolos e citam que as suas variações se devem à ocorrência ou não do caráter dúrico (material com cimentação forte) em profundidade, e a espessura dos horizontes A + E.

Compondo as várzeas dos vales de dissecação em drenagem limitada, permanente ou periodicamente saturados por água são observados os Gleissolos (Figura 8). Estes solos são caracterizados por apresentarem horizontes subsuperficiais com

cores cinzentadas, sendo comumente observado pontuações vermelho-amarelas e outras cores que indicam a oxidação e remobilização do ferro, principalmente, sem ou com segregação na forma de mosqueados ou plintita (Santos *et al.*, 2013ab). As principais variações estão na espessura e composição dos horizontes superficiais, podendo ser mineral ou orgânico (Santos *et al.*, 2013a). O material subsuperficial é conhecido também como “tabatinga”, o qual apresenta-se predominantemente argiloso ou muito argiloso, que passou por processos de oxidação e redução em ambiente hidromórfico.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Albino, J.; Paiva, D.S.; Machado, G.M. 2001. Geomorfologia, Tipologia, Vulnerabilidade erosiva e ocupação urana das praias do Espírito Santo, Brasil. *Geografares*, 2:63-69.
- Anjos, L.H.C. dos. 1985. Caracterização, gênese, classificação e aptidão agrícola de uma sequência de solos do Terciário na região de Campos, RJ. Itaguaí, RJ, 160f. Dissertação (Mestrado em Agronomia – Ciência do Solo) – Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro.
- Arai, M.A. 2006. Grande elevação eustática do Mioceno e sua influência na origem do Grupo Barreiras. *Geologia USP, Série Científica*, 6(2):1-6.
- Baptista, M.B.; Braun, O.P.G.; Campos, D.A.; Price, L.I.; Ramalho, R.; Santos, N.G. 1984. *Léxico estratigráfico brasileiro*. Brasília: Departamento Nacional da Produção Mineral, 541 p.
- Bigarella, J.J. & Andrade, G.O. 1964. Considerações sobre a estratigrafia dos sedimentos Cenozóicos em Pernambuco (Grupo Barreiras). *Arquivos do Instituto de Ciências da Terra*, 2:2-14.
- Bigarella, J.J. 1975. The Barreiras Group in Northeastern Brazil. *Anais da Academia Brasileira de Ciências*, 47 (Suplemento):365-393.
- Brasil. 1983. Projeto Radambrasil Volume 32, Levantamento de Recursos Naturais - Folha SF.23/24 Rio de Janeiro/Vitória Rio de Janeiro. IBGE, 775p.
- Brasil. 1987. Projeto Radambrasil Volume 34, Levantamento de Recursos Naturais - Folha SE.24 Rio Doce; Rio de Janeiro. IBGE, 544p.
- Coelho, A.L.N; Goulart, A.C de O.; Bergamaschi, R.B; Teubner Junior, F.J. 2012. Mapeamento geomorfológico do estado do Espírito Santo. Vitória, ES, 19f. (Nota Técnica, 28).
- CPRM. 2015. Geologia e Recursos Minerais do Estado do Espírito Santo: texto explicativo do mapa geológico e de recursos minerais. / Valter Salino Vieira, Ricardo Gallart de Menezes, Orgs. - Belo Horizonte: CPRM, 289p.

- Duarte, M.N.; Curi, N.; Vidal Pérez, D.; Kämpf, N.; Claessen, M.E.C. 2000. Mineralogia, química e micromorfologia de solos de uma microbacia nos Tabuleiros Costeiros do Espírito Santo. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, 35(6):1237-1250.
- Embrapa. 1978. Serviço Nacional de Levantamento e Conservação de Solos. Levantamento de reconhecimentos de solos do estado do Espírito Santo. *Boletim Técnico*, 45.
- Embrapa. 1995. Centro Nacional de Pesquisa de Solos. In: 4 Reunião de classificação, correlação e aplicação de levantamento de solos. *Anais...* Rio de Janeiro, 157p.
- Embrapa. Centro Nacional de Pesquisa de Solos. 2000. Levantamento generalizado e semidetalhado de solos da Aracruz Celulose S.A. no estado do Espírito Santo e no extremo sul do estado da Bahia e sua aplicação aos plantios de eucalipto. Rio de Janeiro, 93p.
- Fonseca, O.O.M. 1986. Caracterização e classificação de solos latossólicos e podzólicos desenvolvidos nos sedimentos do Terciário no litoral brasileiro. Itaguaí, RJ, 185f. Dissertação (Mestrado em Agronomia – Ciência do Solo) – Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro.
- IBGE. 2009. Manual técnico de geomorfologia. 2. ed. IBGE. Coordenação de Recursos Naturais e Estudos Ambientais. Rio de Janeiro, 182p. (Manuais técnicos em geociências, n. 5).
- Lamego, A.R. 1945. O homem e o brejo. Biblioteca Geográfica Brasileira, Serviço Gráfico do IBGE, Rio de Janeiro, 204p.
- Mabesoone, J.M.; Campos, E.; Silva, A.; Beurlen, K. 1972. Estratigrafia e origem do Grupo Barreiras em Pernambuco, Paraíba e Rio Grande do Norte. *Revista Brasileira de Geociências*, 2:173-190.
- Mabesoone, J.M. 1966. Relief of Northeastern Brazil and its correlated sediments. *Zeitschrift-fur Geomorphologie*, 4:419-453.
- Martin, L.; Suguio, K.; Flexor, J.M.; Archanjo, J.D. 1996. Coastal Quaternary formations of the Southern part of the State of Espírito Santo (Brazil). *Anais da Academia Brasileira de Ciências*, 68(3):389-404.
- Manzatto, C.V. 1998. Pedogênese toposequencial de solos desenvolvidos de sedimentos do Terciário no Norte Fluminense: um subsídio ao manejo agrícola racional. Campos dos Goytacazes, RJ, 196f. Tese (Doutorado em Produção Vegetal) – Universidade Estadual do Norte Fluminense.
- Morais, R.M.O. 2007. Sistemas fluviais terciários na área emergsa da bacia do Espírito Santo (Formação Rio Doce e Barreiras). 144f. Tese (Doutorado em Geologia) – Instituto de Geociências, Universidade Federal do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro.
- Morais, R.M.O de; Mello, C.L.; Costa, F.O.; Santos, P.F. 2006. Fácies sedimentares e ambientes deposicionais associados aos depósitos da Formação Barreiras no estado do Rio de Janeiro. *Geologia USP, Série Científica*, 6(2):19-30.
- Oliveira, A.I. & Leonardos, O.H. 1943. *Geologia do Brasil*. Rio de Janeiro: Serviço de Informação Agrícola. Ministério da Agricultura, 813p.
- Oliveira, A.P.; Ker, J.C.; Silva, I.R.; Fontes, M.P.F.; Oliveira, A.P. & Neves, A.T.G. 2010. Spodosols pedogenesis under Barreiras formation and sandbank environments in the south of Bahia. *Revista Brasileira de Ciência do Solo*, 34:847-860.
- Pereira, M.G. 1996. Fe, Al e Mn extraíveis como índices de pedogênese e adsorção de fósforo em solos do Estado do Rio de Janeiro. Seropédica, RJ, 230f. Tese (Doutorado em Agronomia – Ciência do Solo). Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro.
- Rezende, J. de O. 2000. Solos Coesos dos Tabuleiros Costeiros: limitações agrícolas e manejo. Salvador: SEAGRI-SPA, 117p.
- Ribeiro, L.P. 1991. Premiers resultas sur la genése des sols a horizons indures dans la region du Cruz das Almas, BA, Brésil. In: Table Ronde: Organization, dynamique interna de la couverture pédologique et son importance pour la comprehension de la morfogênese. *Anais, Caen, CNRS*, 1991.
- Ribeiro, L.P. 1996. Gênese, evolução e degradação dos solos amarelos coesos dos tabuleiros costeiros. In: Nogueira, L.R.Q. & Nogueira, L.C. (ed.). *Reunião Técnica Sobre Solos Coesos dos Tabuleiros Costeiros*. *Anais...* Cruz das Almas: EAUFBA/GVFBA, Embrapa/CNPMF. p.27-35.
- Ribeiro, L.P. 1998. Os Latossolos Amarelos do Recôncavo Baiano: gênese, evolução e degradação. ed. Salvador: Seplantec – CADCT, 99p.
- Ribeiro, C.S.; Freitas, K.F.; Mello, C.L.; Ramos, R.R.C.; Moraes, R.M.O. 2007. Estudo petrográfico das formações Barreiras e Rio Doce na área emergsa da Bacia do Espírito Santo. Associação Brasileira de Estudos do Quaternário, *Anais do Congresso da Abequa*, 2007.
- Santos, R.D.; Barreto, W.O.; Silva, E.F.; Araújo; Wilson, S.; Claessen, M.E.C.; Paula, J.L.; Souza, J.L.R.; Pérez, D.V. Souza, J.S. 2004. Levantamento expedito dos solos das reservas florestais de Linhares e Sooretama no estado do Espírito Santo. Rio de Janeiro: Embrapa Solos. (Boletim de Pesquisa e Desenvolvimento 49).
- Santos, H.G. dos; Jacomine, P.K.T.; Anjos, L.H.C. dos; Oliveira, V.A.; Lumberras, J.F.; Coelho, M.R.; Almeida, J.A.; Cunha, T.J.F.; Oliveira, J.B. 2013a. Sistema brasileiro de classificação de solos. 3ª ed. revisada e ampliada. Brasília, DF: Embrapa, 353p.
- Santos, R.D.; Lemos, R.C.; Santos, H.G. dos; Ker, J.C.; Anjos, L.H.C. dos; Shimizu, S.H. 2013b. Manual de descrição

- e coleta de solo no campo. 6ª ed. revisada e ampliada, Viçosa. Sociedade Brasileira de Ciência do Solo, 100p.
- Secreti, M.L. 2013. Caracterização e classificação de solos de campos nativos no nordeste do Espírito Santo. Aquidauana, MS, 52p. Dissertação (Mestrado em Agronomia - Produção Vegetal). Universidade Estadual de Mato Grosso do Sul.
- Schaefer, C.E.G.R. 2013. Bases físicas da paisagem brasileira: estrutura geológica, relevo e solos. In Araújo, A.P. & Alves, B.J.R. (eds) Tópicos em ciência do solo. Sociedade Brasileira de Ciência do Solo, Viçosa, pp 1–69.
- Schobbenhaus, C. & Brito Neves, B.B. 2003. Geologia do Brasil no contexto da Plataforma Sul-Americana. In: Bizzi, L.A.; Schobbenhaus, C; Vidotti, R.M.; Gonçalves J.H. (eds.) Geologia, tectônica e recursos minerais do Brasil. Texto, mapas e SIG. CPRM-Serviço Geológico do Brasil. p.5-54.
- UFV. 1984. Caracterização de solos e avaliação dos principais sistemas de manejo dos Tabuleiros Costeiros do Baixo Rio Doce e da Região Norte do Estado do Espírito Santo e sua interpretação para uso agrícola. Convênio Nº 545-81, Viçosa: Companhia Vale do Rio Doce, Universidade Federal de Viçosa, 153p.





PARTE 2
ECOLOGIA VEGETAL

3 AS FLORESTAS DE TABULEIRO DO NORTE DO ESPÍRITO SANTO SÃO OMBRÓFILAS OU ESTACIONAIS?

Samir Gonçalves Rolim, Natália Macedo Ivanauskas & Vera Lex Engel

A PERCEÇÃO HISTÓRICA SOBRE A ESTACIONALIDADE CLIMÁTICA NAS FLORESTAS DO NORTE DO ESPÍRITO SANTO

O homem sempre sentiu uma necessidade inata de ordenar e classificar a natureza (Miles, 1987). Foi assim na visão clementsiana de sucessão (Clements, 1916), tem sido assim na taxonomia e na classificação da vegetação por mais de dois séculos. Oliveira-Filho (2009) cita que nomes e “atributos” da vegetação são signos linguísticos, abstrações construídas por nós, em busca de ferramentas úteis na comunicação ou no entendimento de padrões da natureza.

No norte do Espírito Santo, a Floresta Atlântica foi classificada por Rizzini (1963) como Floresta dos Tabuleiros Terciários. Esta região tem sido motivo de controvérsia em relação à sua classificação fisionômica. Alguns trabalhos recentes adotam para a região, a classificação Floresta Ombrófila Densa (Oliveira-Filho & Fontes, 2000; Souza *et al.*, 2000; Gomes, 2006; de Paula *et al.*, 2009; de Paula & Soares, 2011; Magnago *et al.*, 2014) enquanto outros assumem como Floresta Estacional Semidecidual (Rizzini *et al.*, 1997; Rolim *et al.*, 1999; Chiarello & Melo, 2001; Kindel & Garay, 2002; Rolim *et al.*, 2006; Silva, 2014). Isso nos leva à pergunta-título deste capítulo.

No domínio da Floresta Atlântica, as fisionomias de florestas ombrófilas e estacionais apresentam laços florísticos fortes, formando um contínuo de

distribuição das espécies (Oliveira-Filho & Fontes, 2000). Essa discussão fisionômica é importante quando se tenta entender as relações florísticas entre a Floresta de Tabuleiro com as de outras regiões (Peixoto & Gentry, 1990; Siqueira, 1994; Oliveira-Filho & Fontes, 2000; Oliveira-Filho *et al.*, 2005; Jesus & Rolim, 2005; Rolim *et al.*, 2006; Saiter *et al.*, 2016).

De fato, o norte do Espírito Santo integra a Floresta Ombrófila Densa no mapa de vegetação do Brasil (IBGE, 2004, escala 1:5.000.000). Entretanto, não é nova a percepção de muitos pesquisadores sobre a estacionalidade do clima nessa região. Egler (1951) destacou o caráter semidecidual da vegetação dos tabuleiros no ES, inclusive às margens do rio Doce, e Azevedo (1962) produziu um mapa classificando a vegetação como “Comunidade Arbórea Mesófila dos Tabuleiros”. Veloso (1966) apresentou um mapa onde boa parte da área costeira foi denominada “Floresta Estacional Tropical Perenifólia da Encosta Atlântica” (ver IBGE, 2012). Heinsdijk *et al.* (1965) fizeram uma ressalva de que a floresta de Linhares poderia ser classificada como “Floresta Tropical Pluvial”, mas algumas vezes como “Floresta Sazonal Sempre Verde”. Segundo o Manual do IBGE (2012), terminologias como “semiombrófila”, “seca sempre-verde”, “estacional sempre-verde”, “pluvial semidecidual”, “ombrófila semidecidual” são comuns em vários sistemas de classificação. Entretanto, é importante ressaltar que termos como seca, estacional, pluvial e ombrófila

estão vinculados a atributos climáticos, enquanto denominações como sempre-verde e semidecidual designam graus de caducidade foliar.

Neste trabalho não foram analisados em detalhes os critérios utilizados nas classificações citadas anteriormente para a Floresta dos Tabuleiros. Seguir a classificação oficial do IBGE (2004) é, provavelmente, o principal motivo da adoção da denominação Floresta Ombrófila Densa. Por outro lado, talvez faltassem análises mais detalhadas para enquadrar a floresta do norte do Espírito Santo como estacional semidecidual. Como colocado por Gentry (1995), realmente existe uma dificuldade de se classificar as florestas neotropicais com precipitação anual entre 1.400 e 1.800 mm, bem distribuída ao longo do ano. Walsh (1996a) também considera que florestas ombrófilas são mais bem caracterizadas em áreas com pelo menos 1.700 mm de precipitação e com menos de 4 meses consecutivos de precipitação inferior a 100 mm.

Até meados dos anos 80, a média de precipitação anual relatada por Peixoto & Gentry (1990) para a floresta dos tabuleiros em Linhares foi de aproximadamente 1.400 mm, mas com poucos anos de observação climática. Dados posteriores indicaram que a média anual de precipitação em Linhares era ainda menor, entre 1.200 a 1.250 mm (Rolim *et al.*, 1999; Spósito & Santos, 2001; Engel & Martins, 2005). Além disso, a média de precipitação desta região do norte do Espírito Santo está longe de ser bem distribuída, já que menos de 20% da precipitação ocorre de abril a setembro (Engel & Martins, 2005).

Assim, uma terceira via é que estas florestas não seriam nem ombrófilas densas nem estacionais semidecíduais. Uma classificação intermediária entre estas é a denominada “Floresta Estacional Perenifólia” ou “Floresta Estacional Sempre-Verde”. Esta classificação já existia numa proposta de Beard (1955) para a América tropical e foi utilizada no Brasil por Rizzini (1963), mas não constava no sistema de Veloso *et al.* (1991) adotado pelo IBGE até 2012. A diferenciação entre florestas ombrófilas e estacionais é fortemente correlacionada com o regime de chuvas, com transições que podem ser abruptas ou graduais (Oliveira Filho & Fontes, 2000) e não é difícil admitir uma classificação intermediária entre estas fisionomias. Engel (2001) resgatou a

terminologia “Floresta Estacional Perenifólia” para a Floresta dos Tabuleiros do Espírito Santo, a qual também foi utilizada por Jesus & Rolim (2005).

Esta seria, provavelmente, uma classificação mais conciliadora para a vegetação do norte do Espírito Santo, mas que não podia ser adotada oficialmente dentro do sistema brasileiro de classificação da vegetação (Veloso *et al.*, 1991). Contudo, um importante trabalho na região norte do Mato Grosso (Ivanauskas *et al.*, 2008) propôs a reintrodução desta terminologia no sistema brasileiro de classificação da vegetação, o qual a aceitou para o Planalto dos Parecis e outras regiões da borda sul amazônica (IBGE, 2012). As análises que justificam a sua adoção também para o domínio atlântico, na região norte do Espírito Santo, são discutidas a seguir.

O RESGATE DA TERMINOLOGIA FLORESTA ESTACIONAL PERENIFÓLIA PARA O SISTEMA DO IBGE

O clima é o fator determinante da distribuição geográfica em larga escala das plantas, enquanto a topografia e condições edáficas influenciam as distribuições locais (Ricklefs, 1996). Assim, enquanto o clima age como o maior determinante regional, a topografia e os níveis de nutrientes proporcionam os determinantes subregionais que, por sua vez, são fortemente influenciados pela relação solo-água (Furley, 1992). Nesse contexto, as áreas de transição da floresta ombrófila para a floresta estacional seguem gradientes climáticos, nos quais a precipitação diminui e o clima torna-se mais sazonal, e a presença de uma formação ou outra passa a depender da natureza do solo ou da topografia (Richards, 1996).

As florestas ombrófilas são descritas como presentes em clima de altas temperaturas e precipitação elevada e bem distribuída durante o ano (IBGE, 2012). Por sua vez, as florestas estacionais estão sujeitas a um período desfavorável, que pode ser o longo período de estiagem do clima tropical (médias de 22 °C, 4 a 6 meses secos) ou o frio intenso na faixa subtropical (seca fisiológica, com médias de 18 °C, mas com pelo menos 3 meses de temperaturas inferiores a 15 °C).

Logicamente, não é seguro definir limites

vegetacionais utilizando exclusivamente classificações climáticas, pois fatores não climáticos (solo, litologia e relevo) também influenciam o teor de água no solo e o impacto ecológico de um período seco. Além disso, os sistemas de classificação baseiam-se em médias climáticas, mas valores extremos de seca, vento ou frio podem exercer maior influência sobre a distribuição da vegetação (Walsh, 1996a). Somado a isso, a atual distribuição da vegetação brasileira resulta não apenas da zonação climática atual, mas também dos efeitos acumulados dos climas do passado (Ab'Saber, 1977).

Ainda assim, o clima de uma região, associado a outras variáveis, como dados fenológicos, podem ser bons indicadores de tipologias regionais, portanto passíveis de investigação. De fato, a caducidade foliar foi outro critério utilizado por Veloso *et al.* (1991) durante a elaboração do atual sistema fitogeográfico brasileiro. Nesse sistema, as florestas ombrófilas seriam caracterizadas por manter o dossel perenifólio e ocorrer em clima de elevadas temperaturas e alta precipitação bem distribuída durante o ano. Já as florestas estacionais seriam semidecíduais ou completamente decíduais, sendo a queda foliar ocasionada por longo período de estiagem ou pelo frio intenso (seca fisiológica).

O aumento da queda de folhas na estação seca pode ser um indicativo de estresse de água no solo, já que redução da copa seria uma resposta da planta para reduzir a perda de água através da transpiração (Reich & Borchert, 1984; Wright & Cornejo, 1990; Borchert, 1994; Rizzini, 1997; Ivanauskas & Rodrigues, 2000). Uma das mais importantes funções do solo é a de operar como reservatório de água, fornecendo-a às plantas na medida de suas necessidades. Como a recarga natural (precipitação) deste reservatório é descontínua, o volume disponível às plantas é variável: com chuvas escassas, as plantas podem chegar a exaurir as reservas armazenadas no solo e atingir o estado de déficit de água (Reichardt, 1985). Usualmente, a planta só consegue absorver a água que o solo retém entre os potenciais mátricos de 0,1 atm (capacidade de campo) e 15 atm (ponto de murcha permanente).

A disponibilidade de água é um caráter fundamental na biologia da planta. O estudo

e o conhecimento do regime de água no solo sob florestas, e de sua variação anual, é muito importante, uma vez que inúmeros trabalhos têm mostrado que o crescimento da floresta é muito dependente da umidade do solo (revisão em Lima, 1996). Quando a árvore está absorvendo água do solo pelo processo de transpiração, ela está, ao mesmo tempo, absorvendo nutrientes, fazendo-os circular internamente, realizando fotossíntese, transportando seiva elaborada, hormônios e outras substâncias para todas as partes da árvore. O crescimento, portanto, está ocorrendo tão vigorosamente quanto permitem os demais fatores do meio (Lima, 1979).

Numa simplificação, a transpiração pode ser considerada como controlada somente por fatores atmosféricos, enquanto a vegetação estiver bem suprida por água. Quando o suprimento de água torna-se limitante, a vegetação sofre "estresse hídrico" e a transpiração diminui, e todos os processos metabólicos citados vão se restringindo. Assim, em consequência da ausência de água no solo, em muitos dias as árvores não estarão crescendo à taxa máxima: existem ocasiões em que o crescimento pode cessar completamente (Lima, 1979).

No caso das florestas presentes em áreas ecotonais na borda sul amazônica, constatou-se a presença de duas estações bem definidas: uma chuvosa e outra seca. A existência de estiagem superior a 120 dias/ano inclui essas florestas na categoria de Floresta Estacional, segundo o sistema proposto por Veloso *et al.* (1991). Todavia, essas florestas são predominantemente perenes (Ratter *et al.*, 1973; Richards, 1996). Como não há elevada caducidade foliar, assume-se que estas florestas, apesar do longo período de estiagem, não sofrem estresse hídrico (Ivanauskas *et al.*, 2008): são florestas sempre verdes.

A constatação da perenidade foliar e do clima estacional criou um problema fitogeográfico para essas florestas, já que a categoria Floresta Estacional Perenifolia não existia no sistema oficial de classificação da vegetação brasileira até 2012. A primeira versão do atual sistema foi desenvolvida na década de 70, quando um grupo de fitogeógrafos envolvidos no projeto Radambrasil foi encarregado de mapear a vegetação brasileira e organizar a

nomenclatura de modo compatível com um sistema universal. Assim, o sistema fitogeográfico adotado na cartografia oficial do país foi publicado por Veloso *et al.* (1991), baseado na escola fitogeográfica de Ellemberg & Mueller-Dombois (1967) proposta à Unesco. Esta classificação obedece a um sistema hierárquico de formações, distribuídas pela ordem de classe até a formação propriamente dita, seguida de subformações.

Para as fisionomias florestais aqui abordadas, assume importância o conceito de decidualidade, que se refere ao grau de retenção foliar dos elementos arbóreos e arbustivos do estrato, ou dos estratos principais, encontrados em determinada formação e época (Eiten, 1968). Para a classificação fitogeográfica, deve-se levar em consideração a percentagem das árvores caducifólias no conjunto florestal, e não das espécies que perdem as folhas individualmente. Assim, florestas perenifólias ou sempre-verdes não apresentam caducidade foliar ou esta é inferior a 20% das árvores do dossel. Florestas semidecíduais apresentam queda foliar entre 20 e 50% na época desfavorável. Para as florestas decíduais, o percentual deve ser de 50% ou mais (Veloso & Góes Filho, 1982).

Florestas estacionais perenifólias estão presentes num clima estacional, mas que não provoca queda foliar acentuada para a maioria das árvores do dossel, pois há água disponível no solo mesmo no período seco, em função de algum processo fisiográfico (Ivanauskas *et al.*, 2008). Assim, as árvores não sofrem déficit hídrico e o dossel se mantém sempre verde. Como já exposto, essa situação peculiar é encontrada tanto no domínio Amazônico quanto Atlântico, em situações de transição entre a floresta ombrófila e a estacional. Os limites nem sempre são detectáveis, existindo complexa rede de faixas de contato, ora mais estreitas, por vezes mais largas e complicadas. A substituição de uma ou outra formação ocorre de modo gradual, em função das variações na precipitação, regime pluviométrico e substrato (Mantovani, 2003). Entretanto, a Floresta Estacional Perenifólia possui composição florística própria, e que a rigor não é similar à flora presente nas formações de entorno (Ivanauskas *et al.*, 2004a; Jesus & Rolim, 2005).

No domínio da Floresta Atlântica, a Floresta Estacional Perenifólia situa-se na área de transição

entre a Floresta Estacional Semidecidual típica do interior do continente e a Floresta Ombrófila Densa que recobre as serras litorâneas. Essa floresta já foi descrita no estado de São Paulo por Eiten (1970), que denominou de Floresta Sempre-Verde do Planalto a floresta perenifólia que se inicia no clima ombrófilo da crista da Serra do Mar e estende-se para o interior do Planalto Atlântico, em direção ao clima estacional. Já Engel (2001) detectou padrões fenológicos diferenciados para a floresta atlântica de tabuleiro no Espírito Santo. Com base na sazonalidade climática e nos ritmos de mudança foliar, a autora utilizou a denominação Floresta Tropical Estacional Perenifólia, extraída do sistema de Longman & Jénik (1987), para a classificação fitogeográfica.

Contudo, é no domínio Amazônico que a Floresta Estacional Perenifólia engloba extensa área contínua, com destaque para a região do Alto Xingu, onde essa formação abrange centenas de quilômetros. Ratter (1992) empregou a expressão Floresta Sazonal Sempre Verde para designar essas florestas na borda sul amazônica. O clima é estacional, classificado como Tropical Chuvoso de Savana (Aw), com precipitações anuais em torno de 1.500 mm e período de seca de 4 a 7 meses. A ausência de estresse hídrico acentuado nas espécies de dossel é atribuída às particularidades do ambiente onde esta formação se desenvolve, constituído por densa rede de drenagem num relevo suave, onde predominam latossolos que facilitam o enraizamento profundo, o que permite que as árvores acessem o lençol freático subsuperficial (Ivanauskas *et al.*, 2008). Com água disponível, essas florestas mantêm-se perenifólias mesmo nas áreas de interflúvio, distantes das áreas inundáveis. Os valores de área basal e riqueza de espécies arbóreas são muito inferiores àqueles registrados para trechos de Floresta Ombrófila na Amazônia. O porte da floresta é menor, com dossel irregular em torno de 20 m, onde predominam espécies florestais com madeira de baixa densidade (Ivanauskas *et al.*, 2004a, 2004b).

Baseado nos estudos citados e em outros complementares, o IBGE tornou público, em 2012, a segunda edição revista e ampliada do Manual Técnico da Vegetação Brasileira (IBGE, 2012). Dessa maneira, foi incorporado ao sistema oficial

de classificação um novo subgrupo de formação, a Floresta Estacional Sempre-Verde (Floresta Estacional Perenifólia). Entretanto, foram incluídas nesta categoria apenas as florestas do domínio amazônico, mas a ocorrência dessa mesma fisionomia florestal no domínio atlântico ainda não foi consolidada. A fim de contribuir com dados científicos para essa argumentação, buscamos divulgar o conhecimento já acumulado sobre a floresta de tabuleiro do norte do Espírito Santo.

ANÁLISE DOS DADOS CLIMÁTICOS NA FLORESTA DE TABULEIRO

Precipitação e temperatura exercem forte influência na determinação da cobertura vegetal (Zelazowski *et al.*, 2011). Existe uma grande variação na disponibilidade de precipitação entre diversas regiões tropicais (Walsh & Newbery, 1999; Zelazowski *et al.*, 2011) e na definição do que pode ser considerado um período ecologicamente seco (Walsh, 1996b), o que torna a classificação da vegetação difícil em algumas áreas (Ivanauskas *et al.*, 2008). Neste trabalho, além de apresentar os principais resultados de análises de clima em Linhares, com dados do posto meteorológico instalado na Reserva Natural Vale, será calculado o índice de perumidade de Walsh (1996a) e apresentado o balanço hídrico de Thornthwaite & Matter (1955). Walsh (1996b) estima que a precipitação mensal abaixo de 100 mm caracteriza um mês como seco e apresenta uma breve revisão que justifica a adoção deste limite como sendo uma estimativa da transpiração média em florestas tropicais, abaixo do qual geralmente ocorrem déficits de água.

Para o período de janeiro de 1975 a dezembro de 2004, a precipitação média anual foi igual a 1.227 mm (desvio padrão ± 273 mm), a temperatura média anual foi de 23,3 °C, variando muito pouco ao longo do ano, entre 20,0 °C e 26,2 °C (médias das mínimas e máximas anuais). A umidade relativa média anual foi de 85,8%, também variando muito pouco ao longo do ano, entre 82,2% e 89,2% (médias das mínimas e máximas anuais). Na Figura 1, observa-se a forte estacionalidade intra-anual com 6 meses consecutivos com precipitação média menor que 100 mm e 4 meses consecutivos com precipitação média menor que 60 mm.

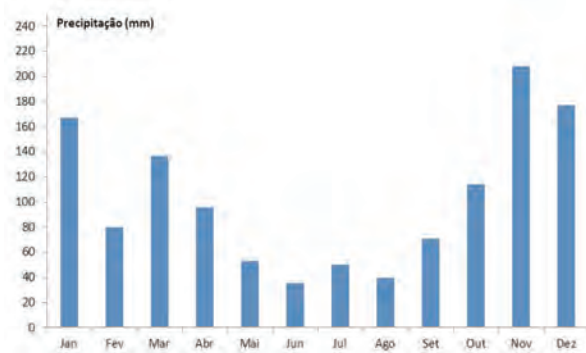


Figura 1: Variação mensal da precipitação em Linhares/ES, de 1975 a 2004.

Também existe uma forte variação interanual da precipitação, com mínima de 816 mm no ano de 1990 e máxima de 1.747 mm no ano de 2004 (Figura 2). Geralmente estas secas extremas (como as do período de 1987 a 1989) estão associadas aos anos de fortes “El Niño–Southern Oscillation” (Enso). Durante sua ocorrência, os períodos secos aumentam de intensidade em algumas regiões e vários efeitos sobre os ecossistemas são relatados (Kogan, 2000; Holmgren *et al.*, 2001), inclusive a maior mortalidade de árvores (Rolim *et al.*, 1999) e a diminuição da frutificação em Linhares (Engel & Martins, 2005).

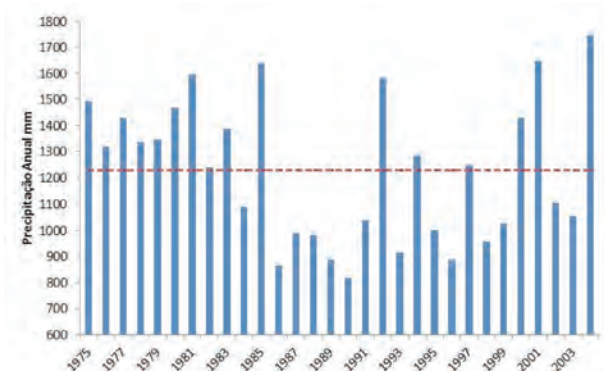


Figura 2: Variação anual da precipitação em Linhares/ES, de 1975 a 2004. A linha pontilhada corresponde à média do período, igual a 1.227 mm.

A estacionalidade da distribuição das chuvas é marcante, com 72% ocorrendo no período de outubro a março, no qual a média mensal de precipitação é de 147 mm, e 28% ocorre no período de abril a setembro, com média mensal de 57,5 mm. De fato, na Figura 3 é possível observar que 77% dos anos da série apresentaram mais de

4 meses consecutivos com precipitação inferior a 100 mm (critério de Walsh, 1996a). Uma grande “anormalidade” de precipitação produziu uma sequência de cinco meses secos nos anos de 1986 a 1990, todos com menos de 1.000 mm de precipitação ao ano.

Já para Rizzini (1997), são ecologicamente secos os meses com menos de 60 mm, mas cujo mês anterior não teve mais de 100 mm de precipitação. Neste critério, as áreas úmidas são aquelas com até 3 meses secos por ano e as áreas estacionalmente secas aquelas com 4 a 5 meses. Observa-se que em 53% dos anos da série ocorreram períodos estacionalmente secos. Ou seja, podem ocorrer anos sem períodos estacionalmente secos, mas a maioria dos anos também mostra a ocorrência destes períodos, o que pode influenciar a percepção daqueles que visitam a área apenas nos anos mais úmidos.

O índice de perumidade de Walsh (1996a) varia de -24 a +24 e para Linhares é igual a -3. Com uma precipitação média inferior a 1.700 mm e com 6 meses consecutivos com menos de 100 mm de precipitação média, o clima seria classificado como Tropical Seco-Úmido (índice de perumidade entre -4,5 e 5), favorável ao desenvolvimento da Floresta Estacional.

Já a análise do balanço hídrico (Figura 4) foi feita considerando uma capacidade máxima de armazenamento de água no solo (CAD) igual a 200 mm e a evapotranspiração potencial (ETP) foi estimada pelo método de Thornthwaite (1948). Os dados foram digitados no programa “BHnorm” elaborado em planilha EXCEL por Rolim *et al.* (1998). Nota-se um longo período de déficits hídricos, mas que totalizam apenas 41,4 mm com excedentes de 72,9 mm. Os resultados indicam o tipo climático megatérmico subúmido-seco, com pequeno déficit hídrico e pequeno excedente hídrico.

O mapa de unidades naturais do estado do Espírito Santo (Feitosa L.R. *et al.*, 1997; Feitosa H.N., 1998; Feitosa L.R. *et al.*, 1999) definiu para a região de Linhares que o mês de agosto é considerado seco e todos os outros meses, de janeiro a setembro, são parcialmente secos. Na contabilidade de meses secos, os autores consideraram cada dois meses parcialmente secos como um mês seco, totalizando 5 meses secos para a região. Citam quantidade semelhante de meses

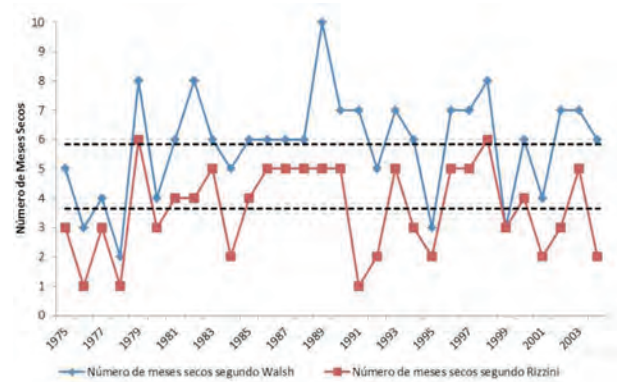


Figura 3: Frequência de meses secos entre os anos de 1975 e 2004 em Linhares/ES, de acordo com Walsh (1996b) e Rizzini (1997). O tracejado indica o número médio de meses secos em cada método.

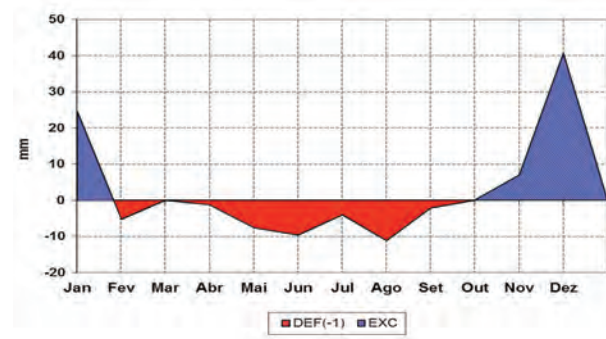


Figura 4: Balanço hídrico de Thornthwaite & Mather (1955) para Linhares/ES, de 1975 a 2004.

parcialmente secos para quase todos os municípios vizinhos na região Norte do estado (por exemplo, Sooretama, Pinheiros, Jaguaré e São Mateus).

Parece não haver dúvidas sobre a estacionalidade do clima no nordeste do Espírito Santo, mas os métodos tradicionais de classificação fisionômica também parecem não ser adequados. De fato, Borchert (1998) faz uma crítica severa a métodos de classificação fisionômica, baseados apenas na quantidade e sazonalidade da água de precipitação disponível anualmente. É necessário entender como as plantas suportam períodos prolongados de seca e quais seriam as estratégias por elas utilizadas para sobreviver ao período desfavorável, mas nenhum estudo com esses propósitos foi realizado nas florestas de Linhares. Permanece a questão: como a maior parte das árvores em Linhares podem se manter perenes? Algumas hipóteses podem ser levantadas.

Embora possa ser notado o longo período de déficit na Reserva de Linhares, deve ser ressaltado que o

armazenamento de água no solo raramente diminui abaixo de 100 mm para a CAD (capacidade de água disponível) utilizada igual a 200 mm, o que faz com que os déficits sejam pequenos. Assim, o armazenamento de água no solo deve ter papel fundamental para suprir as árvores em períodos prolongados de seca em Linhares. Esta estratégia já é amplamente difundida e árvores na Amazônia podem buscar água em períodos secos, há mais de 8 m de profundidade, através da expansão das raízes (Nepstad *et al.*, 1994).

Borchert & Pockman (2005) citam que existem espécies que evitam a seca e outras que são resistentes à seca, cada tipo com diferentes estratégias fisiológicas. Concluem que a anatomia da madeira pode ser um importante fator na adaptação à seca. Em algumas espécies que evitam a seca, por exemplo, existe um extenso parênquima ao redor do xilema, que permite o armazenamento intracelular de água.

Outra estratégia importante é a denominada redistribuição hidráulica (Dawson, 1996; Burguess *et al.*, 1998; Oliveira *et al.*, 2005), na qual a água pode se mover através das raízes, das partes mais úmidas e profundas do solo, para as partes mais superficiais, que secam primeiro. Pode ser citado ainda que sob condições naturais as raízes são o principal órgão para absorção de água (Breazeale *et al.*, 1950); entretanto, sob condições de seca e alta umidade relativa, as folhas podem contribuir na absorção de água da atmosfera (Burgess & Dawson, 2004). Considerando a alta umidade relativa encontrada em Linhares, de 82 a 89% ao longo do ano, esta hipótese pode ter um peso importante na manutenção da perenidade das árvores nesta região.

Finalmente, ressaltamos que pesquisas paleoecológicas recentes indicam que o clima na região de Linhares era mais úmido, equivalente ao de uma floresta ombrófila, entre 4 e 7 mil anos atrás, com presença marcante de Cyatheaceae e Arecaceae, as quais diminuíram em abundância de 4 mil anos atrás até o presente (Buso Jr. *et al.*, 2013). Nesse período o inverno se tornou mais seco e o clima mais sazonal em razão do deslocamento da zona de convergência intertropical mais para o norte, na posição em que se encontra hoje (Ledru *et al.*, 1998; Buso Jr. *et al.*, 2013; Lorente *et al.*, 2015).

ANÁLISE DE DADOS FENOLÓGICOS NA FLORESTA DE TABULEIRO

As árvores da floresta da Reserva de Linhares mostram um grau de caducifolia maior do que aquele de uma floresta ombrófila, mas menor do que uma floresta estacional semidecidual. Em estudo fenológico realizado com 41 espécies de árvores do dossel da floresta de Linhares, entre 1982 e 1992 (Engel, 2001), 43,9% delas foram classificadas como brevidecíduas e 12,2% como caducifólias (Tabela 1), ou seja, pouco mais da metade das espécies apresentaram perda de folhas durante o período seco.

De acordo com a classificação de Longman & Jeník (1987), a diferença entre espécies brevidecíduas e caducifólias (ou decíduas) está no fato de que as primeiras perdem as folhas no início da estação chuvosa, junto com a brotação, ficando desfolhadas por até uma semana. As últimas perdem as folhas no fim da estação seca e brotam na chuvosa, ficando desfolhadas por várias semanas.

Em Linhares, a época de máxima queda de folhas ocorreu no fim da estação seca e início da estação transicional para chuvosa (Figura 5), o que concorda com os resultados de Mori *et al.* (1982) para o sul da Bahia. Em média, cerca de 30% das espécies e 15% dos indivíduos mostraram queda total ou quase total de folhas na transição entre as estações seca e chuvosa, de setembro a outubro (Figura 5). Uma proporção semelhante foi encontrada com folhas novas na estação chuvosa, cerca de dois meses após o máximo de queda de folhas (Figura 5). A maior parte dos estudos realizados em florestas tropicais úmidas (que incluíram Floresta Ombrófila Densa Sub-montana, Montana e Alto-montana) mostrou que a máxima queda de folhas ocorre no período seco (Alencar *et al.*, 1979; Carabias-Lillo & Guevara-Sada, 1985; Morellato, 1992; Pires-O'Brien, 1993). Em outras florestas atlânticas com distribuição de chuvas mais uniforme, a queda de folhas foi constante ao longo do ano (Talora & Morellato, 2000) ou predominou na estação chuvosa (Jackson, 1978). Em florestas tropicais estacionais decíduas e semidecíduas, a queda de folhas ocorreu no início e no meio da estação seca, respectivamente (Monasterio & Sarmiento, 1976; Martins, 1982; Morellato, 1991; 1992; Fonseca, 1998).

A atividade de mudança foliar das espécies

Tabela 1: Categorias de mudança foliar e época de brotação das espécies arbóreas da Reserva Natural Vale, em Linhares. Épocas de brotação: (1) estação chuvosa; (2) transição entre estação chuvosa e seca; (3) estação seca; (4) transição entre estação seca e chuvosa. Fonte: Engel, 2001.

Espécie	Categoria de mudança foliar	Época de brotação			
		1	2	3	4
<i>Apuleia leiocarpa</i> (Vog.) Macbr.	caducifólia			x	x
<i>Aspidosperma cylindrocarpon</i> M. Arg.	sempre-verde	x			
<i>Astronium concinum</i> Schott.	brevidecídua	x			
<i>Astronium graveolens</i> Jacq.	caducifólia				x
<i>Bowdichia virgilioides</i> HBK.	brevidecídua				x
<i>Cariniana legalis</i> (Mart.) O.Ktze	brevidecídua				x
<i>Caryocar edule</i> Casar.	brevidecídua				x
<i>Cedrela odorata</i> L.	brevidecídua		x		x
<i>Clarisia racemosa</i> Ruiz et Pav.	brevidecídua		x		x
<i>Cordia trichotoma</i> Vell.	caducifólia			x	x
<i>Dalbergia nigra</i> (Vell.) Fr.All. Ex Benth.	brevidecídua				x
<i>Diplotropis incexis</i> Rizz et Mattos F.	sempre-verde	x	x	x	
<i>Emmotum nitens</i> (Benth) Miers	sempre-verde	x	x		x
<i>Eriotheca macrophylla</i> (Schum.) A. Robyns	brevidecídua	x			x
<i>Eugenia microcarpa</i> Berg.	sempre-verde	x			
<i>Hidrogaster trinervis</i> Kuhlman	sempre-verde	x			
<i>Joannesia princeps</i> Vell.	brevidecídua				x
<i>Kielmeyera albopunctata</i> Sadd.	brevidecídua		x		x
<i>Lecythis pisonis</i> Camb.	brevidecídua				x
<i>Licania salzmännii</i> (Hookf.) Fritsch	sempre-verde	x	x		x
<i>Manilkara bella</i> Monach.	brevidecídua	x	x		
<i>Manilkara salzmännii</i> (A.DC.) Lam.	sempre-verde	x	x	x	
<i>Melanoxylon brauna</i> Schott.	brevidecídua	x			
<i>Myrcia lineata</i> (Berg.) Barroso	sempre-verde	x			
<i>Ocotea conferta</i> Coe-teixeira	sempre-verde	x			x
<i>Ocotea organensis</i> Mez.	sempre-verde	x	x		
<i>Paratecoma peroba</i> (Record.) Kuhlman	brevidecídua				x
<i>Parkia pendula</i> (Willd) Bent.ex Walp.	brevidecídua	x	x		x
<i>Peltogyne angustifolia</i> Ducke	brevidecídua				x
<i>Pterygota brasiliensis</i> Fr. Al.	sempre-verde				x
<i>Qualea magna</i> Kuhlmann	sempre-verde	x	x		
<i>Qualea multiflora</i> Mart.	brevidecídua				x
<i>Schefflera morototoni</i> (Aubl.)Naguirre, Steymark, Frodin	sempre-verde			x	x
<i>Simarouba amara</i> Aubl.	sempre-verde	x	x	x	
<i>Simira rubescens</i> Schum.	sempre-verde	x	x	x	x
<i>Tabebuia riococensis</i> A.Gentry	caducifólia				x
<i>Talisia intermedia</i> Radlk.	sempre-verde	x	x		
<i>Terminalia Kuhlmanii</i> Aiwan & Stace	caducifólia			x	x
<i>Virola gardneri</i> (A.DC.) Warb.	sempre-verde			x	x
<i>Ziziphus platyphylla</i> Reissek	brevidecídua	x			
<i>Zollernia ilicifolia</i> Vog.	sempre-verde	x	x		x

estudadas mostrou-se fortemente sazonal. O índice de sazonalidade de Longman & Jeník (1987) para queda de folhas foi de 4,00, para brotação foi 5,26 e para folhas novas foi 2,51. Esses valores foram muito maiores do que de outros estudos da Mata Atlântica no leste brasileiro.

No sul da Bahia, os dados de Mori *et al.* (1982) revelaram que a queda de folhas no outono e inverno foi 1,1 vez maior que na primavera e verão, enquanto a brotação na primavera e verão

foi 1,2 vez maior que no outono e inverno. Os dados de Talora & Morellato (2000) para Ubatuba/SP, permitiram estimar índices de sazonalidade de 1,30 para brotação e 1,04 para queda de folhas. Mesmo considerando que os estudos de Mori *et al.* (1982) e Tarola & Morellato (2000) não separaram a brotação de espécies sempre-verdes das demais nas análises, ainda assim a floresta de Linhares pode ser considerada mais sazonal, pela análise do índice calculado para as fenofases folhas novas e brotação

em conjunto. Os dados de Jackson (1978) para o Espírito Santo mostraram uma sazonalidade um pouco maior para queda de folhas (índice de 3,01), entretanto, este estudo foi baseado na biomassa de folhas depositada em armadilhas e não na observação direta em árvores.

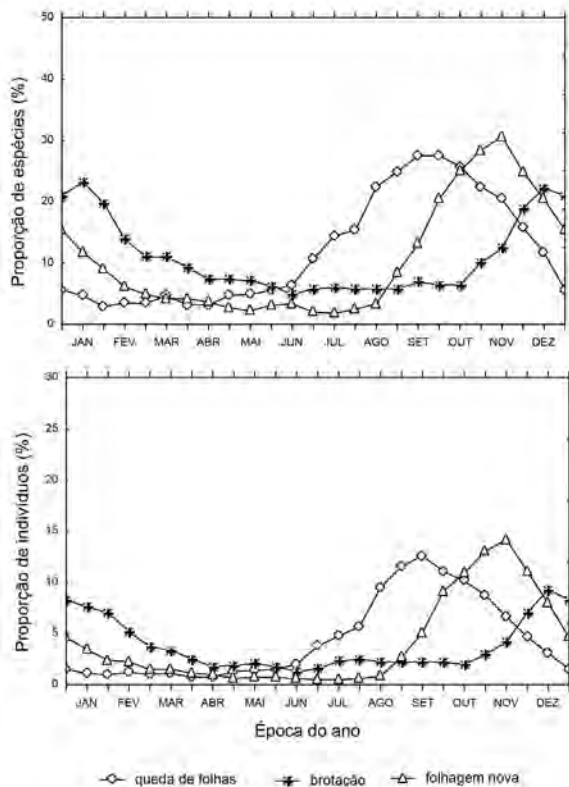


Figura 5: Variação anual média da intensidade da mudança foliar de árvores do dossel da Reserva de Linhares/ES. As proporções apresentadas referem-se à porcentagem média de ocorrência quinzenal de espécies (gráfico superior) e indivíduos (gráfico inferior) com as fenofases: árvore desfolhada (queda de folhas); brotação e copa constituída por folhagem totalmente nova (folhagem nova), no período de maio-82 a dezembro-92. Fonte: Engel, 2001.

A época da queda de folhas e da brotação em muitas espécies depende mais do potencial hídrico interno da planta, do que da disponibilidade de água do ambiente (Reich & Borchert, 1984), e a queda de folhas parece ser um mecanismo importante tanto na redução do estresse hídrico da planta quanto na indução da antese (Opler *et al.*, 1976; Borchert, 1983). Em floresta ombrófila de planície litorânea (Talora & Morellato, 2000), a queda foliar correlacionou-se negativamente com

a temperatura do ar e precipitação. Em Linhares, a queda de folhas não mostrou correlação significativa com nenhum destes parâmetros; entretanto, o efeito da disponibilidade hídrica foi sentido indiretamente pelas variáveis evapotranspiração real e deficiência hídrica do solo (Tabela 2). Houve correlação significativa entre queda de folhas e evapotranspiração real, insolação e deficiência hídrica (todas negativas) e com a evaporação e umidade relativa do ar (ambas positivas, Tabela 2). No fim da estação seca em Linhares, a demanda evaporativa do ar aumenta, indicando que, apesar de haver deficiência hídrica no solo, principalmente de maio a agosto, somente no período final é que as condições se tornam limitantes para as árvores, em função das condições atmosféricas.

A correlação observada entre evaporação e queda de folhas faz sentido, já que uma maior demanda evaporativa do ar leva à diminuição do potencial hídrico nas folhas e desenvolvimento de tensões internas, principalmente em árvores do dossel. Se a árvore possui uma pequena capacidade de armazenamento interno de água (características do lenho), se o sistema radicular não é capaz de suprir água para diminuir as tensões, ou se não há água disponível no solo, a tendência é de que haja queda total ou parcial das folhas (Reich, 1995). Uma influência maior das condições atmosféricas que da disponibilidade de água no solo foi reportada por Wright & Cornejo (1990) e Wright (1991).

Embora a influência da precipitação e deficiência hídrica do solo não tenha ficado evidente na análise do padrão médio de queda de folhas, este efeito ficou mais evidenciado ao se analisarem as variações não só dentro do ano, mas também entre anos. A queda de folhas mostrou um aumento acentuado nos anos mais secos, de 1986 a 1990, principalmente quanto à proporção de indivíduos. O ano de máxima queda de folhas em Linhares foi 1987, ano que coincidiu com um evento forte de "El Niño", provocando uma longa seca de cerca de cinco meses entre maio e setembro, além de período de deficit hídrico em janeiro e fevereiro, meses também muito quentes. Em 1987, no fim desta longa seca com precipitação praticamente nula, a proporção de indivíduos desfolhados dobrou em relação aos demais anos (Figura 6). A partir daí, este número foi declinando até chegar a níveis

normais em 1992. Asner *et al.* (2000) também encontraram relação entre secas provocadas por eventos de El Niño e diminuição de biomassa foliar pela maior queda de folhas da vegetação na Amazônia oriental.

Geralmente, a profundidade das raízes é um fator importante, que provoca diferenças na sensibilidade ao estresse hídrico entre indivíduos (Reich & Borchert, 1984; Borchert, 1994), sofrendo influência de características físicas do solo ou existência de camadas de impedimento. Dependendo das condições de microhabitat, indivíduos da mesma espécie podem perder suas folhas nos anos mais secos.

Por fim, concluímos que a floresta de Linhares mostra padrões fenológicos diferenciados de outras comunidades de floresta atlântica baixo-montana

próximas ao litoral e também de florestas estacionais semidecíduas do interior. Com características transicionais entre esses dois extremos, se confirma nossa pressuposição da influência de um clima caracterizado por uma precipitação anual relativamente baixa, semelhante à das florestas estacionais, combinada a uma deficiência hídrica anual relativamente baixa e umidade relativa do ar mais alta ao longo do ano. Enfim, pelos ritmos de mudança foliar, pela sazonalidade climática apresentada e pelas hipóteses de alternativas de disponibilidade de água para as árvores se manterem perenes, seria lógico classificar a floresta de Linhares na categoria Floresta Estacional Perenifólia, pois embora a estacionalidade do clima possa ser comprovada pelo longo período seco, a maior parte das árvores deve possuir estratégias para absorção

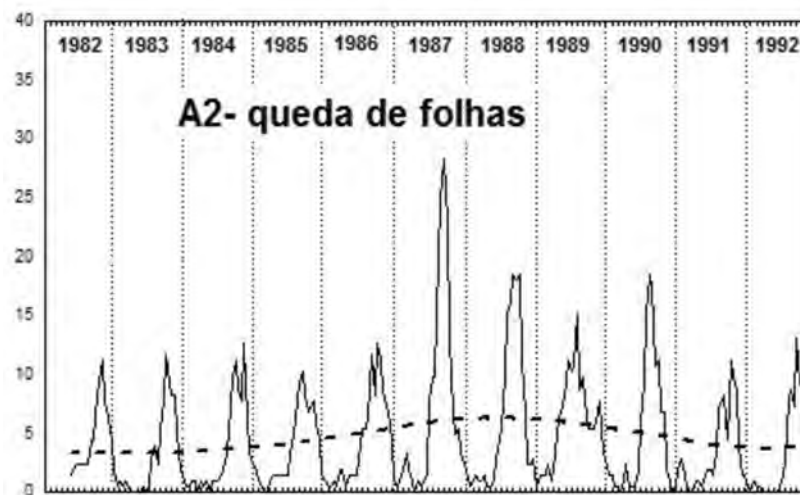


Figura 6: Série temporal para proporção de indivíduos com copa desfolhada na Reserva de Linhares, em cada quinzena do período de maio de 1982 a dezembro de 1992. A curva tracejada foi ajustada pelo método dos quadrados mínimos ponderados. Fonte: Engel, 2001.

Tabela 2: Sumário da análise de regressão múltipla “stepwise”³ (tendo como variável dependente a queda de folhas das árvores de 41 espécies do dossel da floresta de Linhares, durante um período de 11 anos. Fonte: Engel, 2001.

Variáveis Independentes	Beta	b (inclinação da reta)	Coefc. de correlação parcial (r)	Probabilidade (p)
Evapotranspiração. real	-1,614	-0,009	-0,655	0,004
Umidade relativa do ar	0,237	0,009	0,494	0,004
Insolação	-0,745	-0,005	-0,801	0,000
Deficiência hídrica	-0,588	-0,011	-0,542	0,024
Evaporação	0,661	0,017	0,816	0,000

³ (1) R=0,969; R²=0,939; F(8,15)=28,88; p<0,000; Erro padrão da estimativa=0,0299



Figura 7: Vista do dossel da Floresta de Tabuleiro num período seco (2014), evidenciando boa parte das copas com aspecto semidecíduo.

de água, mantendo-se perenes. A Figura 7, conclui nossa análise, mostrando o aspecto da Floresta de Tabuleiro na época seca.

AGRADECIMENTOS

Agradecemos a Felipe Saiter e Rafael Salomão pelos comentários e sugestões que enriqueceram o texto.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Ab'Saber, A.N. 1977. Domínios morfoclimáticos na América do Sul: primeira aproximação. Instituto de Geografia/USP, São Paulo. Geomorfologia 52: 1-21.
- Alencar, J.C.; Almeida, R.A.; Fernandes, N.P. 1979. Fenologia de espécies florestais em floresta tropical úmida de terra firme na Amazônia Central. *Acta Amazonica* 9(1): 163-98.
- Asner, G.P.; Townsend, A.R.; Braswell, B.H. 2000. Satellite observations of El Niño effects on Amazon forest phenology and productivity. *Geophysical Research Letters* 27(7): 981-984.
- Azevedo, L.G. 1962. Tipos de vegetação do Estado do Espírito Santo. *Revista Brasileira de Geografia* 24(1): 111-115.
- Beard, J.S. 1955. The classification of tropical American vegetation-types. *Ecology* 36(1): 89-100.
- Borchert, R. 1983. Phenology and control of flowering in tropical trees. *Biotropica* 15(2): 81-89.
- Borchert, R. 1994. Soil and stem water storage determine phenology and distribution of tropical dry forest trees. *Ecology* 75(5):1437-1449.
- Borchert, R. 1998. Responses of tropical trees to rainfall seasonality and its long-term changes. *Climatic Change* 39:381-393.
- Borchert, R.; Pockman, W. 2005. Water storage capacitance and xylem tension in isolated branches of temperate and tropical trees. *Tree Physiology* 25:457-466.
- Breazeale, E.L.; McGeorge, W.T.; Breazeale, J.F. 1950. Moisture absorption by plants from an atmosphere of high humidity. *Plant Physiology*, 25: 413-419.
- Burgess, S.S.O. & Dawson, T.E. 2004. The contribution of fog to the water relations of *Sequoia sempervirens* (D. Don): foliar uptake and prevention of dehydration. *Plant Cell and Environment* 27: 1023-1034.
- Burgess, S.S.O.; Adams, M.A.; Turner, N.C.; Ong, C.K. 1998. The redistribution of soil water by tree root systems. *Oecologia*, 115: 306-311.
- Buso Jr., A.A.; Pessenda, L.C.R.; Oliveira, P.E.; Giannini, P.C.F.; Cohen, M.C.L.; Volkmer-Ribeiro, C.; Oliveira, S.M.B.; Rossetti, D.F.; Lorente, F.L.; Borotti Filho, M.A.; Schiavo, J.A.; Bendassolli, França, J.A.; Guimarães, M.C.; J.T.F.; Siqueira, G.S. 2013. Late Pleistocene and Holocene Vegetation, Climate Dynamics, and Amazonian Taxa in the Atlantic Forest, Linhares, SE Brazil. *Radiocarbon* 55(2-3): 1747-1762.

- Carabias-Lillo, J.; Guevara-Sada, S. 1985. Fenologia en una selva tropical humeda y en una comunidad derivada: Los Tuxtlas, Veracruz. In: Gomez-Pompa, A.; del Amo-Rodríguez, S. (eds.) Investigaciones sobre la regeneracion de selvas altas en Veracruz, México: Tomo II. México: Instituto Nacional de Investigaciones sobre Recursos Bioticos, Editorial Alhambra Mexicana, p.27-66.
- Chiarello, A.G.; Melo, F.R. 2001. Primate population density and sizes in Atlantic forest remnants of northern Espirito Santo, Brazil. *International Journal of Primatology* 22(3): 379-396.
- Clements, F.E. 1916. *Plant Succession*. Carnegie Institute of Washington, 512p. (Publication 242).
- Dawson, T.E. 1996. Determining water use by trees and forests from isotopic, energy balance and transpiration analyses: the roles of tree size and hydraulic lift. *Tree Physiology* 16: 263-272.
- De Paula, A.; Lopes, W.P. ; Silva, A.F. 2009. Florística e estrutura de fragmentos florestais no entorno da lagoa Juparanã, Linhares, Espírito Santo, Brasil. *Boletim do Museu de Biologia Mello Leitão* 26: 2-23.
- De Paula, A.; Soares, J.J. 2011. Estrutura horizontal de um trecho de floresta ombrófila densa das terras baixas na Reserva Biológica de Sooretama, Linhares ES. *Floresta* 41: 321-334.
- Egler, W.A. 1951. A zona pioneira do norte do Rio Doce. *Revista Brasileira de Geografia* 13(2): 223-264.
- Eiten, G. 1968. Vegetation forms: a classification of stands of vegetation based on structure, growth form of the component, and vegetative periodicity. *Boletim do Instituto de Botânica* 4: 1-88.
- Eiten, G. 1970. A vegetação do estado de São Paulo. *Boletim do Instituto de Botânica* 7: 1-77.
- Elleberg, H. & Mueller-Dombois, D. 1967. Tentative physiognomic-ecological classification of plant formations of the earth. *Berichte des Geobotanischen Institutes der Eidg. Techn. Hochschule, Stiftung Rübél* 37: 21-55.
- Engel, V.L. 2000. Estudo Fenológico de Espécies Arbóreas de uma Floresta Tropical em Linhares - ES. 2000. 137p. Tese (Doutorado em Ecologia), Universidade de Campinas. Campinas.
- Engel, V.L.; Martins, F.R. 2005. Reproductive phenology of atlantic forest tree species in Brazil: an eleven year study. *Tropical Ecology* 46(1) 1-16.
- Feitoza, H.N. 1998. The Natural Units Data base for Espirito Santo, Brazil: a GIS approach. ITC&WAU, The Netherlands, 95pp (MSc thesis).
- Feitoza, L.R.; Castro, L.L.F de; Resende, M.; Zangrande, M.B.; Stocking, M.S.; Borel, R.M.A.; Fulin, E. A.; Cerqueira, A.F.; Salgado, J.S.; Feitoza, H.N.; Stock, L.A.; Dessaune Filho, N.; Mank, A.M.; Keringa, W.; Martinez, J.A. 1999. Mapa das Unidades Naturais do estado do Espírito Santo. EMCAPA, Vitória. Mapa na escala 1:400.000. Colorido.
- Feitoza, L.R.; Castro, L.L.F. de; Resende, M.; Zangrande, M.B.; Stocking, M.; Borel, R.M.A.; Fulin, E. A.; Cerqueira, A.F.; Salgado, J.S.; Feitoza, H.N.; Stock, L.A.; Dessaune Filho, N. 1997. Map of natural unit of Espírito Santo State, Brazil. *Enschede, ITC journal* (3/4): 1-38.
- Fonseca, R.C.B. 1998. Fenologia e estrutura de uma floresta semidecídua em Botucatu, SP: relação com as fases de desenvolvimento sucessional. Piracicaba: USP, 86p. Dissertação, Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz", Universidade de São Paulo.
- Furley, P.A. 1992. Edaphic changes at the forest-savanna boundary with particular reference to the neotropics. In: Furley, P.A.; Proctor, J; Ratter, J.A. (Eds.). *Nature and dynamics of forest-savanna boundaries* (pp.91-117). London: Chapman and Hall.
- Gentry, A.H. 1995. Diversity and floristic composition of neotropical dry forests. In: Bullock S.H.; Mooney H.A. and Medina E. *Seasonally dry tropical forests*. Cambridge University Press, Cambridge.
- Gomes, J.M.L. 2006. Regeneração natural em uma floresta ombrófila densa aluvial sob diferentes usos do solo no delta do rio Doce. 129 p. Tese, Universidade Estadual Fluminense.
- Heinsdijk, D.; Macedo, J.G.; Andel, S.; Ascoly, R.B. 1965. A floresta do norte do Espírito Santo. *Boletim do Setor de Inventário Florestal* 7: 1-69.
- Holmgren, M.; Scheffer, M.; Ezcurra, E.; Gutierrez, J.R.; Mohren, G.M.J. 2001. El Niño effects on the dynamics of terrestrial ecosystems. *Trends in Ecology and Evolution* 16: 89-94.
- IBGE 2004. Mapa de Vegetação do Brasil. Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística, Rio de Janeiro, 1 mapa, colorido. Escala 1:5.000.000.
- IBGE 2012. Manual técnico da vegetação brasileira: sistema fitogeográfico, inventário das formações florestais e campestres, técnicas e manejo de coleções botânicas, procedimentos para mapeamentos. Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística, Rio de Janeiro, 271 p.
- Ivanauskas, N.M. & Rodrigues, R.R. 2000. Florística e fitossociologia de um relicto de Floresta Estacional Decidual em Piracicaba (SP,BR). *Revista Brasileira de Botânica* 23(3): 291-304.
- Ivanauskas, N.M.; Monteiro, R. & Rodrigues, R.R. 2008. Classificação fitogeográfica das florestas do Alto Rio Xingu. *Acta Amazonica* 38: 387-402.
- Ivanauskas, N.M.; Monteiro, R.; Rodrigues, R.R. 2004a. Composição florística de trechos florestais na borda sul-amazônica. *Acta Amazonica* 34: 399-413.

- Ivanauskas, N.M.; Monteiro, R.; Rodrigues, R.R. 2004b. Estrutura da Floresta Amazônica na Bacia do Alto Rio Xingu. *Acta Amazonica* 34: 275-299.
- Jackson, J.J. 1978. Seasonality of flowering and leaf-fall in a Brazilian subtropical lower montane moist forest. *Biotropica* 10(1): 38-42.
- Jesus, R.M.; Rolim, S.G. 2005. Fitossociologia da Floresta Atlântica de Tabuleiro. *Boletim Técnico SIF* 19: 1-150.
- Kindel, A.; Garay, I. 2002. Humus form in ecosystems of the Atlantic Forest, Brazil. *Geoderma* 108(1-2): 101-118.
- Kogan, F. 2000. Satellite-observed sensitivity of world land ecosystems to El Niño/La Niña. *Remote Sensing of Environment* 74: 445-462.
- Lima, W.P. 1979. A água do solo e o crescimento da floresta. *Circular Técnica IPEF* 59: 1-9.
- Lima, W.P. 1996. Impacto ambiental do eucalipto. 2 ed. EDUSP, São Paulo.
- Longman, K.A.; Jeník, J. 1987. Tropical forest and its environments. 2nd ed. Essex: Longman Scientific & Technical, 196p.
- Lorente, F.L.; Pessenda, L.C.R.; Calegari, M.R.; Cohen, M.C.L.; Rossetti, D.; Giannini, P.C.F.; Buso Junior, A.A.; Castro, D.F.; França, M.C.; Bendassolli, J.A.; Macario, K. 2015. Fitólitos como indicadores de mudanças ambientais durante o Holoceno na costa norte do estado do Espírito Santo (Brasil). *Quaternary and Environmental Geosciences* 6(1): 1-15.
- Mantovani, W. 2003. A degradação dos biomas brasileiros. In: Ribeiro, W. (Org.). *O patrimônio ambiental brasileiro* (pp. 367-439). São Paulo: Editora da Universidade de São Paulo e Imprensa Oficial.
- Martins, F.R. 1982. O balanço hídrico seqüencial e o caráter semidecíduo da floresta do Parque Estadual de Vassununga, Santa Rita do Passa Quatro (SP). *Revista Brasileira de Estatística* 43(170): 353-391.
- Miles, J. 1987. Vegetation succession: past and present perceptions. In: Gray, A.J.; Crawley, M.J.; Edwards, P.J. (Ed.). *Colonization, succession and stability*. Oxford: Blackwell Scientific, p.1-29.
- Monasterio, M.; Sarmiento, G. 1976. Phenological strategies of plant species in the tropical savanna and the semi-deciduous forest of the Venezuelan Llanos. *Journal of Biogeography* 3: 325-56.
- Morellato, L.P.C. 1991. Estudo da fenologia de árvores, arbustos e lianas de uma floresta semidecídua no Sudeste do Brasil. Campinas: UNICAMP, 176p. Tese (Doutorado em Ecologia)- Instituto de Biologia, Universidade Estadual de Campinas, 1991.
- Morellato, L.P.C. 1992. Sazonalidade e dinâmica de ecossistemas florestais na Serra do Japi. In: Morellato, L.P.C. (Org.) *História Natural da Serra do Japi: ecologia e preservação de uma área florestal no Sudeste do Brasil*. Campinas: Editora da UNICAMP/FAPESP. p.96-110.
- Mori, S.A.; Lisboa, G.; Kallunki, J.A. 1982. Fenologia de uma mata higrófila sub-bahiana. *Theobroma* 12: 217-230.
- Nepstad, D.C.; De Carvalho, C.R.; Davidson, E.A.; JIPP, P.H.; Lefebvre, P.A.; Negreiros, G.H.; Da Silva, E.D.; Stone, T.A.; Trumbore, S.E.; Vieira, S. 1994. The role of deep roots in the hydrological and carbon cycles of Amazonian forests and pastures. *Nature* 372: 666-669.
- Oliveira, R.S.; Dawson, T.E.; Burgess, S.T.O.; Nepstad, D.C. 2005. Hydraulic redistribution in three Amazonian trees. *Oecologia* 145: 354-363.
- Oliveira-Filho, A.T. 2009. Classificação das fitofisionomias da América do Sul cisandina tropical e subtropical: proposta de um novo sistema - prático e flexível - ou uma injeção a mais de caos? *Rodriguésia* 60(2): 237-258.
- Oliveira-Filho, A.T.; Fontes, M.A.L. 2000. Patterns of floristic differentiation among Atlantic forests in southeastern Brazil, and the influence of climate. *Biotropica* 32: 793-810.
- Oliveira-Filho, A.T.; Tameirão-Neto, E.; Carvalho, W.A.C.; Werneck, M.; Brina, A.E.; Vidal, C.V.; Resende, S.C. & Pereira, J.A.A. 2005. Análise florística do componente arbóreo de áreas de floresta atlântica sensu lato na região das Bacias do Leste (Bahia, Minas Gerais, Espírito Santo e Rio de Janeiro). *Rodriguésia* 56:185-235.
- Opler, P.A.; Frankie, G.W.; Baker, H.G. 1976. Rainfall as a factor in the release, timing and synchronization of anthesis by tropical trees and shrubs. *Journal of Biogeography* 3: 231-236.
- Peixoto, A.L.; Gentry, A.H. 1990. Diversidade e composição florística da mata de tabuleiro na Reserva Florestal de Linhares (Espírito Santo, Brasil). *Revista Brasileira de Botânica* 13: 19-25.
- Pires-O'Brien, M.J. 1993. Phenology of tropical trees from Jari, Lower Amazon, I. Phenology of eight forest communities. *Boletim Museu Paraense Emílio Goeldi, Série Botânica* 9(1): 67-92.
- Ratter, J.A. 1992. Transitions between cerrado and forest vegetation in Brazil. In: Furley, P.A.; Proctor, J.; Ratter, J.A. (Eds.). *Nature and dynamics of forest-savanna boundaries* (pp.417-429). London: Chapman and Hall.
- Ratter, J.A.; Richards, P.W.; Argent, G.; Gifford, D.R. 1973. Observations on the vegetation of northeastern Mato Grosso. I. The woody vegetation types of the Xavantina-Cachimbo Expedition area. *Philosophical Transactions of the Royal Society B* 226: 449-492.
- Reich, P.B. & Borchert, R. 1984. Water stress and tree phenology in a tropical dry forest in the lowlands of Costa Rica. *Journal of Ecology* 72: 61-74.

- Reich, P.B. 1995. Phenology of tropical forests: patterns, causes and consequences. *Canadian Journal of Botany* 73: 164-174.
- Reichardt, K. 1985. Água: absorção e translocação. In: Ferri, M.G. (Ed.) *Fisiologia Vegetal*. E.P.U., São Paulo, v.1, p.3-74.
- Richards, P.W. 1996. *The Tropical Rain Forest*. 2ed. Cambridge University Press, Cambridge.
- Ricklefs, R.E. 1996. *A economia da natureza*. Ed. Guanabara Koogan S.A., Rio de Janeiro.
- Rizzini, C.M.; Aduan, R. E.; Jesus, R.M. & Garay, I. 1997. Contribuição ao conhecimento da Floresta Pluvial de Tabuleiros, Linhares, ES, Brasil. *Leandra* 12: 54-76.
- Rizzini, C.T. 1963. Nota prévia sobre a divisão fitogeográfica (florístico-sociológica) do Brasil. *Revista Brasileira de Geografia* 25(1): 3-64.
- Rizzini, C.T. 1997. *Tratado de Fitogeografia do Brasil: aspectos ecológicos, sociológicos e florísticos*. Âmbito Cultural Edições Ltda., Rio de Janeiro.
- Rolim, G.S.; Sentelhas, P.C.; Barbieri, V. 1998. Planilhas no ambiente Excel para os cálculos de balanços hídricos: normal, sequencial, de cultura e de produtividade real e potencial. *Revista Brasileira de Agrometeorologia* 6: 133-137.
- Rolim, S.G.; Couto, H.T.Z.; Jesus, R.M. 1999. Mortalidade e recrutamento de árvores na floresta atlântica em Linhares (ES). *Scientia Forestalis* 55: 49-69.
- Rolim, S.G.; Ivanauskas, N.M.; Rodrigues, R.R.; Nascimento, M.T.; Gomes, J.M.L.; Folli, D.A.; Couto, H.T.Z. 2006. Composição florística do estrato arbóreo da Floresta Estacional Semidecidual na planície aluvial do rio Doce, Linhares, ES, Brasil. *Acta Botanica Brasílica* 20(3): 549-561.
- Saiter, F.Z; Rolim, S.G.; Oliveira-Filho, A.T. A Floresta de Linhares no contexto fitogeográfico do leste do Brasil. In: Rolim, S.G.; Menezes, L.F.T. & Srbek-Araujo, A.C. (Eds.). *Floresta Atlântica de Tabuleiro: diversidade e endemismos na Reserva Natural Vale*, 496p.
- Silva, A.G. 2014. A importância da Reserva Natural Vale para a conservação das florestas tropicais nativas do Norte do Estado do Espírito Santo, Brasil. *Natureza on line* 12(5): 206-211.
- Siqueira, M.F. 1994. Análise florística e ordenação de espécies arbóreas da mata atlântica através de dados binários. Campinas, Dissertação de mestrado, UNICAMP, 142p.
- Souza, A.L. de; Schettino, S.; Jesus, R.M. de; Vale, A.B. do. 2000. Dinâmica da regeneração natural em uma floresta ombrófila densa secundária, após corte de cipós, Reserva Natural da Companhia Vale do Rio Doce S. A., Estado do Espírito Santo, Brasil. *Revista Árvore* 26(4): 411-419.
- Spósito, T.C. & Santos; F.A.M. 2001. Scaling of stem and crown in eight *Cecropia* (Cecropiaceae) species of Brazil. *American Journal of Botany* 88(5): 939-949.
- Talora, D.C.; Morellato, L.P. 2000. Fenologia de espécies arbóreas em florestas de planície litorânea do sudeste do Brasil. *Revista Brasileira de Botânica* 23(1): 13-26.
- Thorntwaite, C.W. 1948. An approach toward a rational classification of climate. *Geographical Review* 38: 55-94.
- Thorntwaite, C.W.; Mather, J.R. 1955. The water balance. *Publications in Climatology*. New Jersey: Drexel Institute of Technology, 104p.
- Veloso, H. P. (Org.). 1966. *Atlas florestal do Brasil*. Rio de Janeiro: Ministério da Agricultura, Serviço de Informação Agrícola, 82 p.
- Veloso, H.P.; Rangel Filho; A.L.R.; Lima, J.C.A. 1991. Classificação da vegetação brasileira adaptada a um sistema universal. IBGE, Rio de Janeiro, 92p.
- Veloso, H.P.; Góes-Filho, L. 1982. *Fitogeografia brasileira: classificação fisionômico-ecológica da vegetação neotropical*. Boletim técnico do Projeto RadamBrasil, Série vegetação 1: 1-80.
- Walsh, R.P.D. 1996a. The climate. In: *The tropical rain forest: an ecological study* (P.W. Richards, ed.). Cambridge University Press, Cambridge, p.159-255.
- Walsh, R.P.D. 1996b. Drought frequency changes in Sabah and adjacent parts of northern Borneo since the late nineteenth century and possible implications for tropical rain forest dynamics. *Journal of Tropical Ecology* 12(3): 385-407.
- Walsh, R.P.D.; Newbery, D.M. 1999. The ecoclimatology of Danum, Sabah, in the context of the world's rainforest regions, with particular reference to dry periods and their impact. *Philosophical Transactions of the Royal Society B* 354(1391): 1869-1883.
- Wright, J.S. 1991. Seasonal drought and the phenology of understory shrubs in a tropical moist forest. *Ecology* 72(5): 1643-57.
- Wright, S.J. & Cornejo, F.H. 1990. Seasonal drought and leaf fall in a tropical forest. *Ecology* 71(3): 1165-1175.
- Zelazowski, P.; Malhi, Y.; Huntingford, C.; Sitch, S.; Fisher, J.B. 2011. Changes in the potential distribution of humid tropical forests on a warmer planet. *Philosophical Transactions of the Royal Society A* 369: 137-160.

4 A FLORESTA DE LINHARES NO CONTEXTO FITOGEOGRÁFICO DO LESTE DO BRASIL

Felipe Zamborlini Saiter, Samir Gonçalves Rolim & Ary Teixeira de Oliveira-Filho

INTRODUÇÃO

A exuberante floresta que cobria os extensos tabuleiros costeiros existentes entre os rios Doce e Barra Seca foi uma barreira intransponível para os primeiros colonizadores do norte do Espírito Santo até o início do século XX (Soares, 1943; Egler, 1951). Contribuiu para isso, não só a expressiva largura do rio Doce e o leito intransitável do rio Barra Seca, mas também o medo de ataques das tribos indígenas (sobretudo de Botocudos) e de “febres” (como a malária), além da falta de contingente humano para a colonização (Soares, 1943; Egler, 1951; Ruschi, 1954).

A “luta” contra a floresta só começou a ser vencida pelos colonizadores a partir das décadas de 1920 e 1930, quando uma ponte sobre o rio Doce foi construída na cidade de Colatina e uma estrada ligando a então vila de Linhares e a cidade de São Mateus foi aberta (Soares, 1943; Egler, 1951). Esses são marcos históricos de um período de grandes transformações na paisagem natural da região, com tribos indígenas sendo rapidamente exterminadas por doenças e a floresta sucumbindo à exploração madeireira e às queimadas para a abertura de áreas para a agricultura (Egler, 1951; Ruschi, 1954).

Atualmente, a Floresta de Tabuleiros entre os rios Doce e Barra Seca, que chamaremos a partir daqui de floresta de Linhares, está reduzida a um bloco florestal com cerca de 48.000 ha e a pequenos fragmentos florestais inseridos em uma

matriz de atividades agropecuárias (especialmente pastagens, silvicultura de eucalipto e plantios de café e mamão) nos municípios de Linhares e Sooretama (Vicens *et al.*, 2004; Magnago *et al.*, 2014). O bloco florestal acima referido é composto pela Reserva Natural Vale (22.711 ha), pela Reserva Biológica de Sooretama (24.000 ha) e por duas Reservas Particulares do Patrimônio Natural (RPPN Recanto das Antas, com 2.212 ha e RPPN Mutum Preto, com 379 ha), constituindo o maior remanescente de Floresta de Tabuleiro do sudeste do Brasil (Germano Filho *et al.*, 2000).

A diversidade florística na floresta de Linhares é elevada (Peixoto & Silva, 1997). Dados mais recentes indicam a ocorrência de cerca de 2.300 espécies de plantas vasculares, dentre as quais destacam-se algumas dezenas de espécies novas para a ciência (Germano Filho *et al.*, 2000; Peixoto *et al.*, 2008). O número de endemismos também é relativamente alto e muitas espécies amplamente distribuídas apresentam biotipos distintos nessa região (Peixoto & Silva, 1997).

Embora o conhecimento botânico na floresta de Linhares tenha sido impulsionado nas últimas quatro décadas pelos vários inventários florísticos e estudos taxonômicos ali desenvolvidos (por exemplo, Peixoto & Gentry, 1990; Barroso & Peixoto, 1995; Jesus & Rolim, 2005; Lopes & Mello-Silva, 2014), ainda são escassas na literatura científica as discussões sobre a sua posição no contexto fitogeográfico do leste do Brasil, principalmente no que tange às relações

florísticas com outras regiões. Apoiados nessa realidade, propomos aqui uma revisão sobre o tema e aproveitamos para acrescentar algumas de nossas impressões, na expectativa de que elas possam contribuir para uma melhor interpretação do cenário fitogeográfico regional.

Começamos reunindo informações sobre o ambiente de tabuleiros na região de Linhares e passamos a uma discussão sobre a relação florística da floresta de Linhares com as florestas do sul da Bahia (ou Hileia Baiana), do médio vale do rio Doce e do sul do Espírito Santo e norte do Rio de Janeiro (ou Falha de Campos dos Goytacazes). Por fim, as características dessas relações florísticas também serviram para a busca de justificativas para a elevada diversidade florística da floresta de Linhares.

O AMBIENTE DE TABULEIROS EM LINHARES

Os tabuleiros costeiros que ocorrem em Linhares correspondem a planícies sedimentares originadas no Plioceno (Formação Barreiras) que são entrecortadas por vales amplos e rasos. As altitudes variam entre 28 e 65 m e predominam solos Podzólicos Vermelho-Amarelo, distróficos, com horizonte B textural de atividade baixa (não hidromórfico) e horizonte A moderado com textura variável de argilosa a areno-argilosa (Jesus *et al.*, 1992). O clima é quente e úmido, com verões chuvosos e invernos secos, sendo classificado como Awi de acordo com o sistema de Köppen (Jesus, 1987).

Dados meteorológicos de uma série histórica de 24 anos (1986-2010) mostram que a temperatura média anual é de aproximadamente 24 °C e a precipitação média anual é de 1.212 mm (dados extraídos de <http://hidrometeorologia.incapr.es.gov.br>). Fevereiro é o mês mais quente, com média de 26,5 °C, e julho o mais frio, com média de 21,7 °C (dados extraídos de <http://pt.climate-data.org/>). As médias mensais de precipitação variam, aproximadamente, entre 190 mm em dezembro e 35 mm em junho (dados extraídos de <http://pt.climate-data.org/>). Cerca de 80% da precipitação anual está distribuída entre outubro e março (Engel & Martins, 2005; Jesus & Rolim, 2005). O balanço hídrico permite reconhecer uma

estação úmida de verão (dezembro a fevereiro) e uma estação seca de outono-inverno (maio a meados de setembro) separadas entre si por estações de transição (Peixoto *et al.*, 1995; Engel & Martins, 2005).

Sabe-se também que a precipitação anual na floresta de Linhares tem variado entre 800 a 2.000 mm nas últimas quatro décadas (ver dados em Jesus & Rolim, 2005 e em <http://hidrometeorologia.incapr.es.gov.br>) e que a precipitação acumulada na estação seca, por vezes, pode cair para menos de 50 mm em anos de estiagem extrema causada por eventos de El-Niño (Jesus & Rolim, 2005; Rolim *et al.*, 2005). O balanço hídrico também pode ser prejudicado quando veranicos causados por bloqueios atmosféricos derrubam os totais de precipitação na estação úmida (para detalhes, ver Cupolillo *et al.*, 2008).

AS AFINIDADES FLORÍSTICAS COM A HILEIA BAIANA E A AMAZÔNIA

Embora tenha sido muitas vezes citada na literatura fitogeográfica, a relação florística entre a floresta de Linhares e a floresta de terras baixas do sul da Bahia ainda é um tema que carece de maior investigação. A ideia de que a floresta de Linhares seria parte integrante do que Andrade-Lima (1966) chamou de Domínio da Hileia Baiana (a floresta pluvial costeira da Bahia que apresenta fisionomia semelhante à Floresta Amazônica, ou Hileia Amazônica) encontra suporte nas discussões de Rizzini (1979), Peixoto (1982), Peixoto & Gentry (1990) e Barroso & Peixoto (1991) sobre as similaridades de composição, estrutura e diversidade entre tais regiões. Evidentemente, a floresta de Linhares está geograficamente próxima da Hileia Baiana e as duas se assemelham no que se refere à elevada diversidade florística e à presença de majestosas sapucaias (*Lecythis* spp.), jequitibás (*Cariniana* spp.) e pequis-vinagreiros (*Caryocar edule* Casar.) emergindo sobre um dossel com cerca de 30 metros de altura.

Entretanto, alguns estudos têm sugerido que, em termos florísticos, a floresta de Linhares pode não ser mais semelhante à Hileia Baiana do que às outras partes no leste do Brasil. Jesus & Rolim (2005) e Rolim *et al.* (2006), por exemplo,

sugeriram que a composição de espécies arbóreas da floresta de Linhares seria mais similar à do interior do vale do rio Doce do que à do sul da Bahia. Em um trabalho de revisão sobre estudos fitogeográficos no Brasil, Fiaschi & Pirani (2009) indicaram a latitude de 19°S (onde se encontra a Floresta de Linhares) como o limite entre os blocos sul e norte da Floresta Atlântica. Os autores também citaram que as diferenças de composição florística entre esses dois blocos estariam ligadas à influência da flora subtropical-andina sobre o bloco sul e a conexão histórica entre o bloco norte e a Amazônia (ver discussões sobre essa possível conexão em Oliveira-Filho & Ratter, 1995; Fernandes, 2003; e Santos *et al.*, 2007). Considerando essa hipótese de quebra biogeográfica na latitude de 19°S, Saiter (2015) utilizou dados ambientais e de composição arbórea para modelar a dissimilaridade ecológica ao longo da porção central da Floresta Atlântica. O autor identificou um forte *turnover* ecológico nas imediações da floresta de Linhares e sugeriu a maior similaridade florística dessa região com as florestas localizadas entre a bacia do rio Doce e o rio Paraíba do Sul.

Apesar disso, é mesmo marcante o fato de essas duas regiões florísticas compartilharem casos de endemismo. Thomas *et al.* (1998) encontraram que entre 25 e 30% das espécies vasculares de duas florestas próximas à cidade baiana de Ilhéus (Serra Grande e Reserva Biológica de Una) são endêmicas do sul da Bahia e norte do Espírito Santo. Saiter (2015) citou algumas espécies arbóreas com esse padrão: canela-coco (*Beilschmiedia linharensis* Sa. Nishida & van der Werff), jequitibá-cravinho (*Cariniana parvifolia* S. A. Mori, Prance & Menandro), bomba-d'água (*Hydrogaster trinervis* Kulhm.), anete (*Kielmeyera occhioniana* Saddi), orelha-de-boi (*Mollinedia marqueteana* Peixoto), batinga-preta (*Plinia stictophylla* G.M. Barroso & Peixoto), jenipapo-da-mata (*Riodocea pulcherrima* Delpetre), arariba-vermelha (*Simira grazielae* Peixoto) e amescla-tapina (*Trattinnickia mensalis* Daly).

Elementos tipicamente amazônicos também ocorrem em ambas, conforme já salientado por Ruschi (1950), Rizzini (1979) e Fernandes (2003). Alguns exemplos de *taxa* (e respectivos vernáculos populares) com esse padrão são

os gêneros *Glycydendron* (frutas-de-arara), *Melicoccus* (pitombas), *Rinorea* (tambores), *Senefeldera* (sucangas) e *Symphonia* (guanandis), e espécies como fruta-de-juriti (*Erythroxylum macrophyllum* Cav.), camaçari (*Caraipa densifolia* Mart.), jenipapo-do-brejo (*Macoubea guianensis* Aubl.), jueirana-vermelha (*Parkia pendula* (Willd.) Walp.), adalberto (*Pagamea guianensis* Aubl.) e amescla-preta (*Pseudima frutescens* (Aubl.) Radlk.).

Recentemente, Buso Jr. *et al.* (2013) se basearam no pólen encontrado em sedimentos lacustres de Linhares para apresentar uma rica discussão sobre o paleoambiente dessa região. Segundo os autores, alguns gêneros de árvores e lianas típicos da Amazônia já estavam presentes na floresta de Linhares há 7.500 anos, sugerindo que a ligação entre os blocos florestais Amazônico e Atlântico esteve em curso antes desse período. Buso Jr. *et al.* (2013) também indicaram que a região apresentou um clima mais úmido durante o Holoceno Médio (cerca de 7.000–4.000 anos atrás) e que o estabelecimento do atual clima sazonal se deu há cerca de 4.000 anos. O clima mais úmido do Holoceno Médio permitiu a ocorrência de uma floresta pluvial marcada pela abundância de palmeiras e fetos arborescentes (Buso Junior *et al.*, 2013).

Acrescentando às constatações de Buso Jr. *et al.* (2013) a afirmação de Carnaval & Moritz (2008) sobre a estabilidade de um clima úmido e da cobertura florestal na região costeira entre os rios Doce e São Francisco durante o Pleistoceno, somos levados a pensar que, no passado, a floresta de Linhares teve ligação florística mais forte com a floresta pluvial da costa da Bahia, talvez como um bloco florístico único. Então, o surgimento de um clima sazonal na floresta de Linhares teria levado a mudanças na composição florística, com efeitos negativos sobre a vigorante influência da flora “pluvial” baiana. Como herança dessa antiga ligação, entretanto, permaneceram na floresta de Linhares espécies endêmicas e elementos tipicamente amazônicos compartilhados com a costa da Bahia, tal como descrito anteriormente.

De fato, essa é uma interessante hipótese que poderá ser confirmada se explicações

plausíveis para a permanência dessa “herança pluvial” forem comprovadas. É possível que espécies com requerimentos fisiológicos incompatíveis com um clima sazonal tenham sobrevivido, sobretudo em trechos onde solos podem se manter úmidos ao longo de todo o ano, tal como às margens de cursos hídricos. Ou que a permanência na floresta de Linhares esteja ligada a uma capacidade de resistir a curtos períodos de seca de algumas espécies pluviais. Por outro lado, o tempo transcorrido desde que o clima passou a ser mais seco pode não ter sido ainda suficiente para a extinção local de tais espécies.

AS AFINIDADES FLORÍSTICAS COM O MÉDIO VALE DO RIO DOCE E A FALHA DE CAMPOS DOS GOYTACAZES

Como mencionado anteriormente, existem estudos que sugerem uma forte ligação florística da floresta de Linhares com florestas do médio vale do rio Doce. Na verdade, isso foi mostrado primeiramente por Jesus & Rolim (2005) utilizando dados florísticos conjugados de Lombardi & Gonçalves (2000) e Lopes *et al.* (2002) para a região do Parque Estadual do Rio Doce e Estação Ecológica de Caratinga, ambos localizados no leste de Minas Gerais. Essa é uma região de embasamento Pré-Cambriano caracterizada por fundos de vales e colinas entre 250-600 metros de altitude e clima estacional marcado por um período seco que se estende de maio a setembro e gera déficit hídrico durante 4-5 meses (Cupolillo *et al.*, 2008). No médio vale do rio Doce desenvolve-se uma floresta estacional semidecidual submontana de acordo com a classificação de Veloso *et al.* (1991).

Saiter *et al.* (2015), entretanto, relataram a importância de diferenças climáticas decorrentes do aumento da distância do oceano sobre a variação florística ao longo da bacia do rio Doce. Segundo os autores, o clima na parte costeira da bacia é menos sazonal do que no seu interior. Esse contexto acaba alimentando dúvidas sobre qual diferença florística seria a mais forte, a existente entre a floresta de Linhares e a Hileia Baiana, ou aquela entre a

floresta de Linhares e o médio vale do rio Doce. Esperamos esclarecer tal questão mais à frente, no tópico sobre índices de similaridade.

Antes, porém, é pertinente retomar o que já mencionamos sobre o estudo de Saiter (2015). Tal estudo descobriu um forte *turnover* de espécies arbóreas na latitude 19°S, o que sugere maiores afinidades florístico-ecológicas da floresta de Linhares com florestas semidecíduas do médio vale do rio Doce e do sul do Espírito Santo e norte do Rio de Janeiro, nesse último caso uma região denominada de Falha de Campos dos Goytacazes por Oliveira-Filho & Fontes, (2000). Vale ressaltar que, embora Oliveira-Filho & Fontes, (2000) tenham caracterizado a Falha de Campos dos Goytacazes como uma região costeira onde a sazonalidade climática provoca a interrupção de florestas ombrófilas, análises posteriores realizadas por Oliveira-Filho *et al.* (2005) indicaram não haver uma forte interrupção na distribuição de espécies arbóreas na região, uma vez que variações florísticas acompanhavam o aumento gradual de umidade no sentido norte.

De fato, Silva & Nascimento (2001) já haviam constatado a semelhança florística da floresta de Linhares com a Estação Ecológica Estadual de Guaxindiba (Mata do Carvão), uma floresta semidecídua sobre tabuleiros localizada no município de São Francisco do Itabapoana, norte do Rio de Janeiro. Segundo esses autores, é marcante a presença de peroba-amarela (*Paratecoma peroba* (Record) Kuhl.) na Estação Ecológica Estadual de Guaxindiba, uma espécie arbórea decídua típica da floresta de Linhares e do vale do rio Doce, mas que também pode ser encontrada em florestas estacionais semidecíduas do sul do Espírito Santo e norte do Rio de Janeiro (Figura 1). Acrescentamos que estudos também já confirmaram a ocorrência nas florestas semidecíduas do sul do Espírito Santo (por vezes até do norte do Rio de Janeiro) de outras espécies outrora consideradas endêmicas da floresta de Linhares (Silva & Nascimento, 2001; Nascimento & Lima, 2008; Dan *et al.*, 2010; Curto, 2011; Archanjo *et al.*, 2012; Abreu *et al.*, 2014), como araçá-miúdo (*Campomanesia espiritosantensis* Landrum.), aroeira-da-mata (*Crepidospermum atlanticum* Daly), fruta-de-



Figura 1: Indivíduo de *Paratecoma peroba* (Record) Kuhl. em São João de Petrópolis, município de Santa Teresa, Espírito Santo. Foto: Felipe Z. Saiter.

arara (*Glycydendron espiritosantense* Kuhl.), ipê-preto (*Handroanthus arianae* (A.H.Gentry) S.Grose), laranjinha (*Swartzia linharensis* Mansano) e torrão (*Trigoniodendron spiritusanctense* E.F.Guimaraes & J.R.Miguel).

ÍNDICES DE SIMILARIDADE E A ALTA DIVERSIDADE FLORÍSTICA DA FLORESTA DE LINHARES

Estamos diante de um conjunto de características que nos encoraja a encerrar esse capítulo com alguma abordagem analítica sobre as relações florísticas da floresta de Linhares. Um forma simples que encontramos para atingir esse objetivo foi calcular índices de similaridade entre as regiões de interesse. A Tabela 1 apresenta a riqueza de espécies arbóreas por região e as similaridades segundo o índice de Sørensen (S). As regiões consideradas foram: floresta de Linhares, Hileia Baiana, médio vale do rio doce e Falha de Campos dos Goytacazes.

Para tanto, extraímos da base de dados NeoTropTree (<http://www.icb.ufmg.br/treetatlan/>, Oliveira-Filho, 2014) dados de ocorrência de espécies arbóreas em sítios relativamente bem coletados em cada região. A base de dados NeoTropTree compreende listas de espécies arbóreas e dados geoclimáticos para sítios previamente selecionados dentro da região Neotropical. As listas florísticas são obtidas a partir de três fontes primárias de dados: (a) Inventários florísticos e fitossociológicos publicados; (b) Estudos taxonômicos; (c) Registros de herbários disponíveis no herbário virtual da flora e dos fungos – INCT (<http://inct.splink.org.br/>), dentre os quais são priorizados aqueles sob determinação de taxonomistas. Depois agrupamos os dados dos sítios com o claro objetivo de potencializar as similaridades em um contexto regional, diminuindo assim o efeito de esforços de coleta sobre a composição de cada sítio. Então, obtivemos uma matriz binária composta por quatro regiões (linhas),

1.744 espécies (colunas) e 3.641 registros de ocorrência. A relação de sítios agrupados por região também está disponível na Tabela 1.

De maneira complementar, utilizamos a mesma matriz binária para realizar uma clássica análise de agrupamento por meio da técnica UPGMA (*Unweighted Pair Group Method*), utilizando também o índice de similaridade de Sørensen. O resultado dessa análise está no dendrograma da Figura 2. Utilizamos para todas as análises o pacote estatístico PAST 2.15 (Hammer *et al.*, 2001).

Uma rápida inspeção nos resultados da Tabela 1 foi suficiente para despertar algumas conclusões. A floresta de Linhares é tão similar à Hileia Baiana quanto à Falha de Campos de Goytacazes. Proporcionalmente, a similaridade em relação ao médio vale do rio Doce também é alta. Embora o dendrograma tenha apresentado a separação da Hileia Baiana em relação ao grupo composto pelas outras três regiões, o coeficiente de correlação cofenética foi baixo (0,61). Segundo Rodrigues & Diniz-Filho (1998), coeficientes menores que 0,80 podem indicar inconsistência entre as matrizes de valores cofenéticos e de valores de similaridade originais, isto é, uma falsa hierarquia entre grupos.

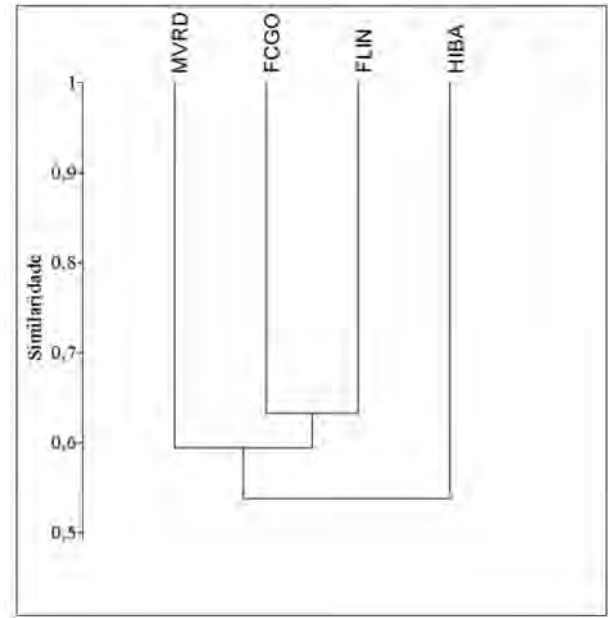


Figura 2: Dendrograma obtido por análise de agrupamento (UPGMA) a partir de listas florísticas de quatro regiões da Floresta Atlântica no leste do Brasil. Coeficiente de correlação cofenética = 0,61. FLIN, floresta de Linhares; HIBA, Hileia Baiana; MVRD, médio vale do rio Doce; FCGO, Falha de Campos dos Goytacazes.

Tabela 1: Riqueza de espécies arbóreas e similaridades florísticas de quatro regiões do leste do Brasil.

Riqueza de Espécies Arbóreas	
Floresta de Linhares (FLIN)	931
Hileia Baiana (HIBA)	1037
Médio Vale do rio Doce (MVRD)	852
Falha de Campos dos Goytacazes (FCGO)	821

Similaridade Florística – Índice de Sørensen				
	FLIN	HIBA	MVRD	FCGO
FLIN	1			
HIBA	0,629	1		
MVRD	0,571	0,480	1	
FCGO	0,633	0,504	0,617	1

Sítios agrupados em cada região

FLIN: Floresta Nacional de Goytacazes, Reserva Biológica de Sooretama e Reserva Natural Vale.

HIBA: Ilhéus, Itacaré, Porto Seguro, Reserva Biológica de Una e Serra Grande.

MVRD: Antônio Dias, Estação Ecológica de Caratinga, Ipaba, Ipanema e Parque Estadual do Rio Doce.

FCGO: Castelo, Fazenda do Ouvidor, Floresta Nacional de Pacotuba, Mata Bom Jesus, Mata do Carvão, Reserva Particular do Patrimônio Natural Cafundó e São José de Ubá.

Isso significa que, para a floresta de Linhares, as relações florísticas estabelecidas por estudos prévios devem ser interpretadas com certo cuidado. Não há como apoiar claramente uma maior ou menor relação florística da floresta de Linhares com uma ou outra região, ainda que, no presente caso, a similaridade com a Falha de Campos dos Goytacazes tenha sido ligeiramente maior.

Estamos, na verdade, motivados a afirmar que a florada floresta de Linhares corresponde a uma “grande mistura” de espécies com diferentes requerimentos fisiológicos relacionados à disponibilidade de água no ambiente. Usamos a palavra “grande” com o verdadeiro intuito de expressar a alta diversidade ali encontrada, e a palavra “mistura” no sentido de reportar a equilibrada inter-relação que existe tanto com as florestas megadiversas da Hileia Baiana, quanto com as florestas naturalmente mais pobres em espécies do médio vale do rio Doce e da Falha de Campos dos Goytacazes. Contudo, isso não deve ser entendido como uma recusa da quebra biogeográfica entre os blocos sul e norte da Floresta Atlântica em plena floresta de Linhares (já discutida nesse capítulo), pois, de fato, não há dúvidas de que várias espécies têm essa região como seu limite latitudinal de distribuição geográfica. Além disso, é notório que a composição florística da Hileia Baiana tem menor relação com a flora do médio vale do rio Doce ($S = 0,480$) e da Falha de Campos dos Goytacazes ($S = 0,504$).

Tal abordagem apenas reforça a importância da floresta de Linhares para a riqueza fitogeográfica do leste do Brasil e a necessidade de conservação de seus remanescentes. Apesar de existir um grande bloco florestal protegido por meio de reservas públicas e privadas (cerca de 48.000 ha), todo o resto da floresta de Linhares já foi destruído ou permanece na forma de fragmentos muito pequenos que estão isolados por uma matriz agropecuária e experimentam os mais diversos tipos de impactos. Nesse cenário, esperamos que nossas discussões possam estimular futuros estudos sobre a elevada diversidade florística ali encontrada e, quem sabe, projetos destinados à sua conservação.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Abreu, K.M.P.; Braga, J.M.A.; Nascimento, M.T. 2014. Tree species diversity of coastal lowland semideciduous forest fragments in northern Rio de Janeiro state, Brazil. *Bioscience Journal* 30(5): 1529-1550.
- Andrade-Lima, D. 1966. Vegetação. In: IBGE. Atlas Nacional do Brasil. Rio de Janeiro, Conselho Nacional de Geografia. p. 12.
- Abreu, K.M.P.; Silva, G.F.; Chichorro, J.F.; Soares, C.P.B. 2012. Estrutura do componente arbóreo da Reserva Particular do Patrimônio Natural Cafundó, Cachoeiro de Itapemirim, Espírito Santo, Brasil. *Floresta* 42(1): 145-160.
- Barroso, G.M.; Peixoto, A.L. 1991. Novas espécies para o gênero *Plinia* (Myrtaceae). *Atas da Sociedade Botânica do Brasil* 3(12): 97-104.
- Barroso, G.M.; Peixoto, A.L. 1995. Myrtaceae da Reserva Florestal de Linhares, Espírito Santo, Brasil – Gêneros *Calyptanthus* e *Marlierea*. *Boletim do Museu de Biologia Mello Leitão* 2: 1-23.
- Buso Jr., A.A.; Pessenda L.C.R.; Oliveira, P.E. et al. 2013. Late Pleistocene and Holocene vegetation, climate dynamics, and Amazonian taxa in the Atlantic Forest, Linhares, SE Brazil. *Radiocarbon* 55 (2-3): 1747-1762.
- Carnaval, A.C.; Moritz, C. 2008. Historical climate modelling predicts patterns of current biodiversity in the Brazilian Atlantic forest. *Journal of Biogeography* 35: 1187-1201.
- Cupolillo, F.; Abreu, M.L.; Vianello, R.L. 2008. Climatologia da bacia do rio Doce e sua relação com a topografia local. *Geografias* 4(1): 45-60.
- Curto, R.A. 2011. Avaliação de métodos de estimativa de altura e de estratificação vertical em uma floresta estacional semidecidual. Dissertação de Mestrado, Universidade Federal do Espírito Santo, Brasil.
- Dan, M.L.; Braga, J.M.A.; Nascimento, M.T. 2010. Estrutura da comunidade arbórea de fragmentos de floresta estacional semidecidual na bacia hidrográfica do rio São Domingos, Rio de Janeiro, Brasil. *Rodriguésia* 61(4): 749-766.
- Egler, W.A. 1951. A Zona Pioneira ao Norte do Rio Doce. *Revista Brasileira de Geografia* 2: 223-264.
- Engel, V.L.; Martins, F.R. 2005. Reproductive phenology of Atlantic forest tree species in Brazil: an eleven year study. *Tropical Ecology* 46(1): 1-16.
- Fernandes, A. 2003. Conexões florísticas do Brasil. Fortaleza, Banco do Nordeste.
- Fiaschi, P.; Pirani, J.R. 2009. Review of plant biogeographic studies in Brazil. *Journal of Systematics and Evolution* 47 (5): 477-496.
- Germano Filho, P.; Peixoto, A.L.; Jesus, R.M. 2000. Espécies vegetais descritas a partir de espécimes coletados na Reserva Florestal de Linhares, Espírito Santo, Brasil. *Boletim do Museu de Biologia Mello*

Abreu, K.M.P.; Braga, J.M.A.; Nascimento, M.T. 2014. Tree species diversity of coastal lowland semideciduous

- Leitão 11/12: 35-48.
- Hammer, Ø.; Harper, D.A.T.; Ryan, P.D. 2001. Past: paleontological statistics software package for education and data analysis. *Palaeontologia Electronica* 4: 1-9.
- Jesus, R.M.; Rolim, S.G. 2005. Fitossociologia da Floresta Atlântica de Tabuleiro em Linhares (ES). *Boletim Técnico SIF* 19: 1-149.
- Jesus, R.M.; Souza, A.L. & Garcia, A. 1992. Produção sustentável de floresta atlântica. Documento SIF 7. Viçosa, Sociedade de Investigações Florestais.
- Jesus, R.M. 1987. Mata Atlântica de Linhares: aspectos florestais – a experiência da CVRD. In: Ministério do Desenvolvimento Urbano e do Meio Ambiente. Anais do Seminário sobre Desenvolvimento Econômico e Impacto Ambiental em Áreas de Trópico Úmido Brasileiro. Rio de Janeiro, CVRD. p. 35-71.
- Lombardi, J.A.; Gonçalves, M. 2000. Composição florística de dois remanescentes de Mata Atlântica do sudeste de Minas Gerais, Brasil. *Revista brasileira de Botânica* 23(3): 255-282.
- Lopes J.C.; Mello-Silva, R. 2014. Annonaceae da Reserva Natural Vale, Linhares, Espírito Santo. *Rodriguésia* 65(3): 599-635.
- Lopes, W.P., Silva, A.F.; Souza, A.L.; Meira-Neto, J.A.A. 2002. Estrutura fitossociológica de um trecho de vegetação arbórea no Parque Estadual do Rio Doce – Minas Gerais, Brasil. *Acta botanica brasílica* 16(4): 443-456.
- Magnago, L.F.; Edwards, D.P.; Edwards, F.A.; Magrath, A.; Martins, S.V.; Laurance, W.F. 2014. Functional attributes change but functional richness is unchanged after fragmentation of Brazilian Atlantic forests. *Journal of Ecology* 102: 475-485.
- Nascimento, M.T.; Lima, H.C. 2008. Floristic and Structural Relationships of a Tabuleiro Forest in Northeastern Rio de Janeiro, Brazil. *Memoirs of the New York Botanical Garden* 100: 395-416.
- Oliveira-Filho, A.T.; Fontes, M.A.L. 2000. Patterns of floristic differentiation among Atlantic forests in southeastern Brazil and the influence of climate. *Biotropica* 32(4b): 793-810.
- Oliveira-Filho, A.T.; Ratter J.A. 1995. A study of the origin of central Brazilian forests by the analysis of plant species distribution patterns. *Edinburgh Journal of Botany* 52(2): 141-194.
- Oliveira-Filho A.T.; Tameirão-Neto, E.; Carvalho, W.A.C. *et al.* 2005. Análise florística do compartimento arbóreo de áreas de Floresta Atlântica sensu lato na região das bacias do leste (Bahia, Minas Gerais, Espírito Santo e Rio de Janeiro). *Rodriguésia* 56(87): 185-235.
- Oliveira-Filho A.T. 2014. NeoTropTree, Flora arbórea da Região Neotropical: Um banco de dados envolvendo biogeografia, diversidade e conservação. Belo Horizonte, Universidade Federal de Minas Gerais, Brasil. Disponível em: <http://www.icb.ufmg.br/treetatlan/>
- Peixoto, A.L.; Gentry, A. 1990. Diversidade e composição florística da mata de tabuleiro na Reserva Florestal de Linhares (Espírito Santo, Brasil). *Revista Brasileira de Botânica* 13: 19-25.
- Peixoto, A.L.; Rosa, M.M.T.; Joels, L.C.M. 1995. Diagrama de perfil e de cobertura de um trecho de floresta de tabuleiro na Reserva Florestal de Linhares (Espírito Santo, Brasil). *Acta Botanica Brasílica* 9: 177-193.
- Peixoto, A.L.; Silva, I.M.; Pereira, O.J.; Simonelli, M.; Jesus, R.M.; Rolim, S.G. 2008. Tabuleiro Forests North of the Rio Doce: Their Representation in the Vale do Rio Doce Natural Reserve, Espírito Santo, Brazil. *Memoirs of the New York Botanical Garden* 100: 319-350.
- Peixoto, A.L.; Silva, I.M. 1997. Tabuleiro forests of Northern Espírito Santo, South-eastern Brazil. In: Davis, S.D.; Heywood, V.H.; Herrera-Macbride, O.; Villa-Lobos, J.; Hamilton, A.C. (eds.). *Centres of Plant Diversity: a guide and strategy for their conservation*. Cambridge, IUCN Publications Unit. p. 369-372.
- Peixoto A.L. 1982. Considerações preliminares sobre a flora e a vegetação da Reserva Florestal da Compainha Vale do Rio Doce (Linhares, ES). *Cadernos de Pesquisa Universidade Federal do Piauí (Série Botânica)* 1: 41-48.
- Rizzini, C.T. 1979. Tratado de fitogeografia do Brasil: Aspectos Sociológicos e Florísticos. Vol 2. São Paulo, Edusp.
- Rodrigues, F.M.; Diniz-Filho, J.A.F. 1998. Hierarchical structure of genetic distances: effects of matrix size, spatial distribution and correlation structure among gene frequencies. *Genetics and Molecular Biology* 21(2): 233-240.
- Rolim, S.G.; Ivanauskas, N.M.; Rodrigues, R.R. *et al.* 2006. Composição Florística do estrato arbóreo da Floresta Estacional Semidecidual na Planície Aluvial do rio Doce, Linhares, ES, Brasil. *Acta Botanica Brasílica* 20(3): 549-561.
- Rolim, S.G.; Jesus, R.M.; Nascimento, H.E.M.; Couto, H.T.Z.; Chambers, J.Q. 2005. Biomass change in an Atlantic tropical moist forest: the ENSO effect in permanent sample plots over a 22-year period. *Oecologia* 142: 238-246.
- Ruschi, A. 1950. Fitogeografia do Estado de Esp. Santo: Considerações gerais sobre a distribuição da flora no Estado do E. Santo. *Boletim do Museu de Biologia Prof. Mello Leitão (Série Botânica)* 1: 1-353.

- Ruschi, A. 1954. Grupos antropológicos indígenas do E. E. Santo. Boletim do Museu de Biologia Prof. Mello Leitão (Série Proteção à Natureza) 18: 1-5.
- Saiter, F.Z.; Eisenlohr P.V.; França, G.S.; Stehmann, J.R.; Thomas, W.W.; Oliveira-Filho, A.T. 2015. Floristic units and their predictors unveiled in part of the Atlantic Forest hotspot: implications for conservation planning. *Anais da Academia Brasileira de Ciências* 87(4): 2031-2046.
- Saiter F.Z. 2015. Padrões fitogeográficos na região central do Domínio Atlântico brasileiro. Tese de Doutorado, Universidade Federal de Minas Gerais, Brasil.
- Santos, A.M.M.; Cavalcanti, D.R.; Silva, J.M.C.; Tabarelli, M. 2007. Biogeographical relationships among tropical forests in north-eastern Brazil. *Journal of Biogeography* 34: 437-46.
- Silva, G.C.; Nascimento, M.T. 2001. Fitossociologia de um remanescente de mata sobre tabuleiros no norte do estado do Rio de Janeiro (Mata do Carvão). *Revista brasileira de Botânica* 24(1): 51-62.
- Soares, L.C. 1943. O Vale do Rio Doce: sua conquista e colonização. *Boletim Geográfico* 1(5): 47-48.
- Veloso, H.P.; Rangel Filho, A.L.R.; Lima, J.C.A. 1991. Classificação da vegetação brasileira, adaptada a um sistema universal. Rio de Janeiro, IBGE, Departamento de Recursos Naturais e Estudos Ambientais.
- Vicens, R.S.; Agarez, F.V.; Garay, I. 2004. A região da Rebio Sooretama e da Reserva de Linhares e seu entorno: das características físico-geográficas ao uso da terra. In: Garay, I.; Rizzini, C.M. (orgs.). *A Floresta Atlântica de Tabuleiros: diversidade funcional da cobertura arbórea*. 2 ed. Petrópolis, Editora Vozes. p. 7-15.

5 A PALEOECOLOGIA E A ATUAL BIODIVERSIDADE DA MATA ATLÂNTICA DE LINHARES: ESTUDOS INTERDISCIPLINARES NO HOLOCENO

Antonio Álvaro Buso Jr., Luiz Carlos Ruiz Pessenda, Marcelo Cancela Lisboa Cohen, Paulo Cesar Fonseca Giannini, Jolimar Antonio Schiavo, Dilce de Fátima Rossetti, Geovane Souza Siqueira, Flávio de Lima Lorente, Mariah Izar Francisquini, Paulo Eduardo De Oliveira, Márcia Regina Calegari, Marlon Carlos França, José Albertino Bendassolli, Cecília Volkmer-Ribeiro, Sonia Maria de Oliveira, Fernanda Costa Gonçalves Rodrigues, Milene Fornari, Carolina Nogueira Mafra, Mauro Parolin, Kita Macario & Alexander Cherkinsky

INTRODUÇÃO

A Mata Atlântica é o segundo maior bioma florestal do Brasil (IBGE, 2004). Sua distribuição geográfica é coincidente com a delimitação das florestas atlânticas *sensu lato* apresentada por Oliveira-Filho & Fontes (2000). Segundo esses autores, pelo fato de se distribuírem por uma vasta área (originalmente mais de 1 milhão de km²), as florestas atlânticas brasileiras localizam-se em regiões com distintas características geográficas e climáticas. Além de ocorrerem em um gradiente de latitude entre seus extremos norte e sul (de 6 a 30°S), ocorrem também desde áreas litorâneas, até áreas localizadas a cerca de 700 km no interior do continente e a diferentes altitudes (desde o nível do mar até cerca de 2.000 m de altitude). Isso resulta em uma variedade de pressões climáticas relacionadas à precipitação e temperatura e diferenças florísticas entre as regiões (Oliveira-Filho & Fontes, 2000). Além da alta biodiversidade, a Mata Atlântica apresenta também alto endemismo, sendo que das cerca de 20 mil espécies de plantas vasculares, por volta de 8 mil estão restritas a esse bioma (Conservation International Do Brasil, 2000;

Morellato & Haddad, 2000).

Entretanto, a alta biodiversidade da Mata Atlântica não é explicada somente como produto das condições ambientais atuais. As histórias de evolução e extinção locais (Prance, 1982; Macdonald, 2003) e fatores estocásticos, como por exemplo, a oportunidade de colonização de um local por determinadas espécies (Ricklefs, 2003), também podem ser explicativos de sua atual biodiversidade.

Estudos paleoecológicos baseados em palinologia e isótopos de carbono da matéria-orgânica dos solos muito contribuíram para uma melhor compreensão das mudanças de vegetação do bioma Mata Atlântica no sul e sudeste do Brasil desde o Pleistoceno tardio (aproximadamente 50 mil anos antes do presente – anos AP), permitindo inferências sobre as flutuações climáticas durante esse período (Figura 1). Para o Último Máximo Glacial (UMG – há cerca de 20 mil anos AP) e o Holoceno inferior e médio (aproximadamente de 11 a 6 mil anos AP) a maioria dos trabalhos revelou a retração das florestas e a expansão da vegetação de savana nas regiões mais ao centro e ao oeste da Mata Atlântica e de campos de altitude nas

regiões ao sul do bioma, o que levou a inferências sobre paleoclimas menos úmidos e/ou mais frios que o atual (Behling, 1997 a, b; 2003; Behling & Lichte, 1997; Behling *et al.*, 2002; 2004; Gouveia *et al.*, 2002; Garcia *et al.*, 2004; Pessenda *et al.*, 2004; Saia *et al.*, 2008; Ledru *et al.*, 2009). Alguns estudos, contudo, não encontraram sinais de retração florestal durante o UMG (Pessenda *et al.*, 2009) ou durante o Holoceno (Behling & Negrelle, 2001), inferindo clima úmido para esses períodos. Por fim, a maioria dos estudos paleoecológicos mostra a expansão da vegetação florestal ao longo do Holoceno superior (aproximadamente os últimos 4 mil anos), inferindo uma mudança gradual para climas mais úmidos e similares ao atual.

O estudo aqui apresentado procura contribuir para o melhor conhecimento dos fatores pretéritos que influenciaram os atuais padrões de biodiversidade da Mata Atlântica da região nordeste do estado do Espírito Santo, por meio de um enfoque paleoecológico. A abordagem interdisciplinar utilizada procurou combinar diferentes técnicas para desvendar os padrões e processos ecológicos relacionados à dinâmica da vegetação regional ao longo do Holoceno (últimos 11 mil anos). Entre as questões abordadas estão as flutuações do paleoclima e suas influências na dinâmica da vegetação, a teoria dos refúgios florestais e a interação entre os biomas Mata Atlântica e Amazônia no passado.

Abordagem interdisciplinar

A interpretação paleoambiental é favorecida quando diferentes ferramentas são utilizadas em conjunto, pois os resultados obtidos se complementam. Dessa forma, o presente trabalho baseia-se em uma abordagem interdisciplinar com o emprego das ferramentas analíticas descritas a seguir de modo resumido.

Datação ^{14}C

O isótopo radioativo ^{14}C (meia-vida de 5.730 ± 30 anos) é formado naturalmente na alta atmosfera. Uma vez formado na atmosfera o ^{14}C é convertido em CO_2 e entra no ciclo global do carbono, juntamente com os isótopos estáveis ^{12}C e ^{13}C . Nesse ciclo, o carbono é incorporado aos organismos vivos pela fotossíntese e pela cadeia alimentar. Enquanto a planta ou o animal vivem,

continuamente incorporam os diferentes isótopos de carbono aos seus tecidos, mantendo constante a sua relação $^{14}\text{C}/^{12}\text{C}$. Todavia, com a morte do organismo cessa a incorporação de carbono. A partir desse momento somente a desintegração radioativa ocorrerá, o que resulta, ao longo do tempo, na redução do conteúdo de ^{14}C na matéria-orgânica restante.

O método de datação por ^{14}C fundamenta-se na mensuração da quantidade do isótopo radioativo restante na amostra. A partir dessa mensuração é possível calcular o tempo decorrido desde a morte do organismo. Por apresentar meia-vida relativamente curta, o ^{14}C permite a datação de amostras de até cerca de 57 mil anos (Libby *et al.*, 1949).

A medição da quantidade de ^{14}C em uma amostra pode ser realizada pela mensuração da radioatividade emitida pelos átomos restantes, como, por exemplo, na cintilação líquida (Pessenda & Camargo, 1991). Nessa técnica, quanto menor a radioatividade detectada, menor a quantidade de ^{14}C . Mais recentemente, a datação ^{14}C passou também a ser realizada pela técnica de *accelerator mass spectrometry* (AMS). Essa técnica se baseia na contagem dos átomos de ^{14}C presentes na amostra. Em comparação com a técnica de cintilação líquida, a técnica de AMS permite a datação de amostras um pouco mais antigas, menores e com menor margem de erro.

Em meados do século XX, os cientistas verificaram que nem sempre as idades obtidas pela datação ^{14}C correspondiam às idades reais conhecidas de algumas amostras. Esses desvios foram atribuídos a alterações na relação $^{14}\text{C}/^{12}\text{C}$ do CO_2 da atmosfera do passado, causadas por perturbações no fluxo de raios cósmicos para a atmosfera terrestre. Com essa descoberta foram iniciados os trabalhos de calibração da idade ^{14}C com os anos de calendário (Stuiver *et al.*, 1998). Uma das fontes de comparação das idades ^{14}C com os anos de calendário são os anéis de crescimento de árvores, estudados pela dendrocronologia. As idades não calibradas ^{14}C são expressas pela unidade anos antes do presente (anos AP), enquanto que as respectivas idades calibradas são expressas pela unidade anos calendário antes do presente (anos cal. AP).

A partir dos anos de 1950 e 1960, os testes nucleares realizados pelos Estados Unidos e pela União Soviética causaram o aumento da concentração de ^{14}C na atmosfera. Em janeiro de 1963, a concentração de ^{14}C atmosférico havia dobrado em relação ao período anterior aos testes nucleares. Como consequência da alteração na relação $^{14}\text{C}/^{12}\text{C}$ causada pelo ^{14}C de origem antrópica, as idades obtidas pela datação ^{14}C consideram o ano de 1950 como o presente (Godwin, 1962).

Análises de carbono e nitrogênio

O uso das composições elementar e isotópica do carbono e do nitrogênio em estudos paleoecológicos se baseia na determinação da origem da matéria-

orgânica preservada em sedimentos e no perfil dos solos, a qual pode ser originária de diversas fontes, conforme ilustrado na Tabela 1.

O emprego das análises isotópicas e elementares de carbono e nitrogênio em estudos paleoambientais tem permitido a reconstituição da dinâmica da vegetação, sobretudo do ecótono floresta-campo, com base nos distintos sinais isotópicos da matéria-orgânica originada de plantas de diferentes ciclos fotossintéticos (C3 e C4), com as respectivas inferências paleoclimáticas (Boutton, 1991; Pessenda *et al.*, 2004; 2009). As diferenças fisiológicas existentes entre as plantas C3 e C4 possuem implicações ecológicas, na medida em que constituem adaptações a condições ambientais distintas, sendo as plantas de ciclo C4

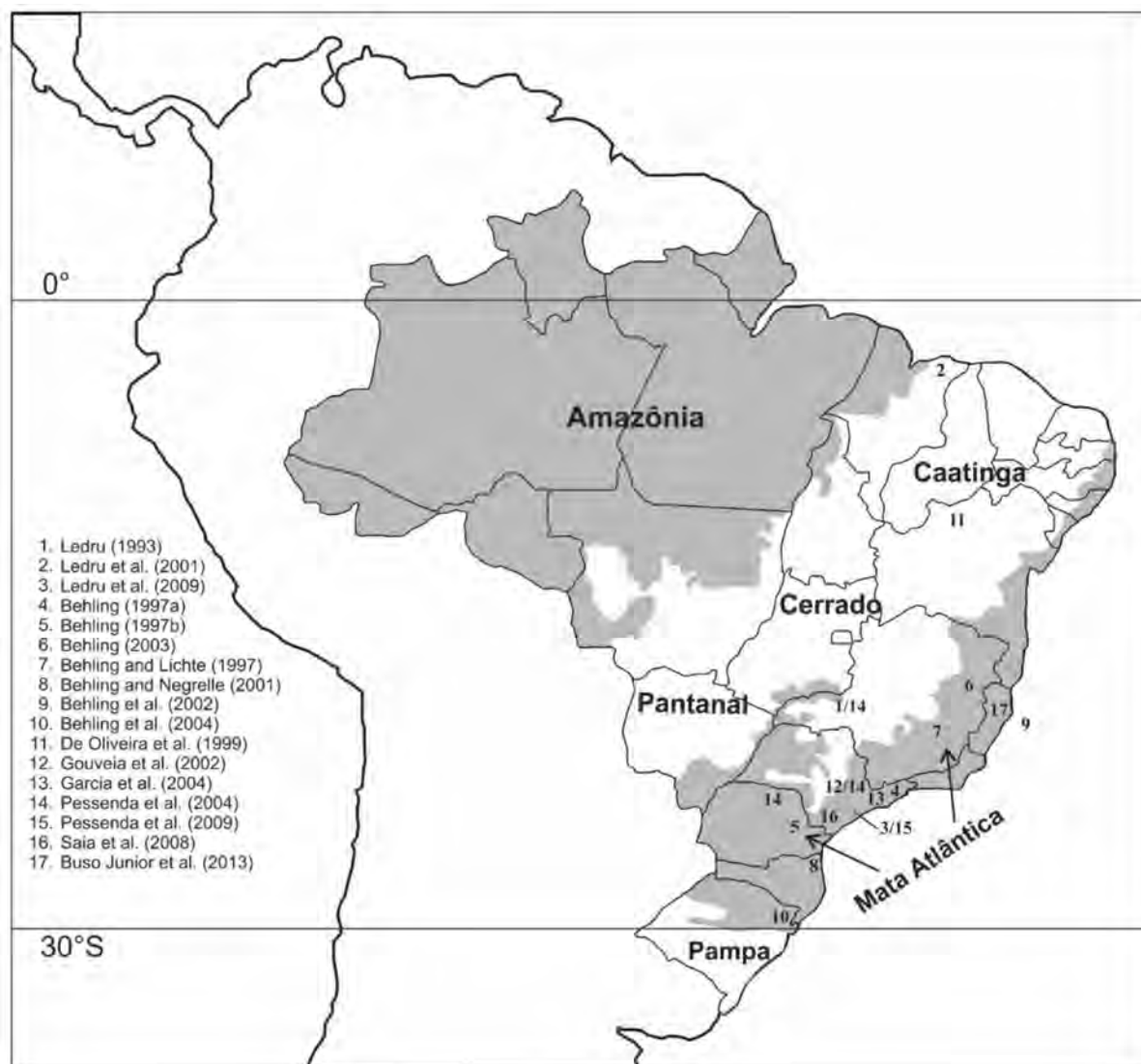


Figura 1: Distribuição dos biomas Amazônia e Mata Atlântica e localização dos estudos paleoecológicos mencionados no texto.

Tabela 1: Características elementares e isotópicas das diferentes fontes de matéria orgânica.

Fonte da matéria-orgânica	C/N	$\delta^{13}\text{C}$	$\delta^{15}\text{N}$
Plantas vasculares C3	≥ 20	entre -33‰ e -22‰	$\approx +1\%$
Plantas vasculares C4	≥ 20	entre -17‰ e -9‰	$\approx +1\%$
Fitoplâncton de água-doce	entre 4 e 10	entre -33‰ e -22‰	$\approx +8\%$
Fitoplâncton marinho	entre 4 e 10	$\approx -21\%$	$\approx +8\%$

Fonte: Rau *et al.* (1989); Boutton (1991); Meyers (2003); Wilson *et al.* (2005).

(principalmente espécies das famílias Poaceae e Cyperaceae) normalmente mais adaptadas a ambientes mais quentes e menos úmidos.

Análises palinológicas

O registro palinológico pode fornecer a história da dinâmica da vegetação de um determinado local por meio da identificação e contagem dos grãos de pólen e esporos preservados em sedimentos. Dessa forma, a palinologia permite a inferência das mudanças climáticas da região durante o período analisado, pois o clima é um dos importantes fatores determinantes da distribuição da vegetação (von Post, 1946; Colinvaux *et al.*, 1999). A informação obtida com base no registro palinológico é tanto mais aprofundada quanto maior for o conhecimento sobre a ecologia e a distribuição geográfica das espécies presentes nesse registro e o estudo da precipitação polínica moderna permite a caracterização do conjunto de grãos de pólen e esporos produzidos e depositados por ecossistemas terrestres atuais, tornando mais aprofundada a interpretação do registro da sucessão da vegetação no passado.

MATERIAL E MÉTODOS

Local de estudo e coletas realizadas

De acordo com IBGE (1987), a cobertura vegetal natural da região nordeste do estado do Espírito Santo é representada, principalmente, pela Floresta Ombrófila Densa das Terras Baixas (Floresta de Tabuleiros), mas outros tipos de vegetação natural também estão presentes na área da Reserva Natural Vale e em suas proximidades, tais como as Formações Pioneiras com influência

marinha (vegetação de restinga), fluvio-marinha (manguezais) e fluvial (matas aluviais e brejos). Além dessas, intercaladas na Floresta de Tabuleiros ocorrem formações vegetais distintas da matriz florestal dominante: as comunidades vegetais de muçununga, as quais ocorrem sobre manchas de Espodossolo e apresentam fisionomias desde campestres até florestais (Meira Neto *et al.*, 2005). As comunidades de muçununga com fisionomia campestre são algumas vezes denominadas por “campos nativos”, tal como em Peixoto & Gentry (1990). Estudos realizados por Saporetto-Júnior *et al.* (2012) mostraram que a composição florística e a estrutura das diferentes comunidades de muçununga se relacionam às características do solo, tais como o tamanho dos grãos de areia e a profundidade do horizonte B espódico, pois tais características determinam maior ou menor grau de algamento durante períodos chuvosos e maior ou menor estresse hídrico na estação seca.

O material analisado foi um testemunho sedimentar coletado na Lagoa Canto Grande (Figura 2), a qual é formada por drenagens que se originam em áreas localizadas no extremo sul da Reserva Natural Vale. A vegetação do entorno da lagoa apresenta-se bastante alterada pela ação humana, sendo que somente pequenos trechos a noroeste apresentam cobertura de vegetação natural, constituída principalmente por Floresta de Tabuleiros e muçunungas herbáceas. A lagoa apresenta profundidade máxima de cerca de cinco metros e faz limite com cordões litorâneos de origem pleistocênica a leste (IBGE, 1987).

Para a coleta do sedimento da Lagoa Canto Grande foi utilizado amostrador de pistão (Livingstone, 1955) montado sobre plataforma flutuante (Colinvaux *et al.*, 1999). No laboratório,

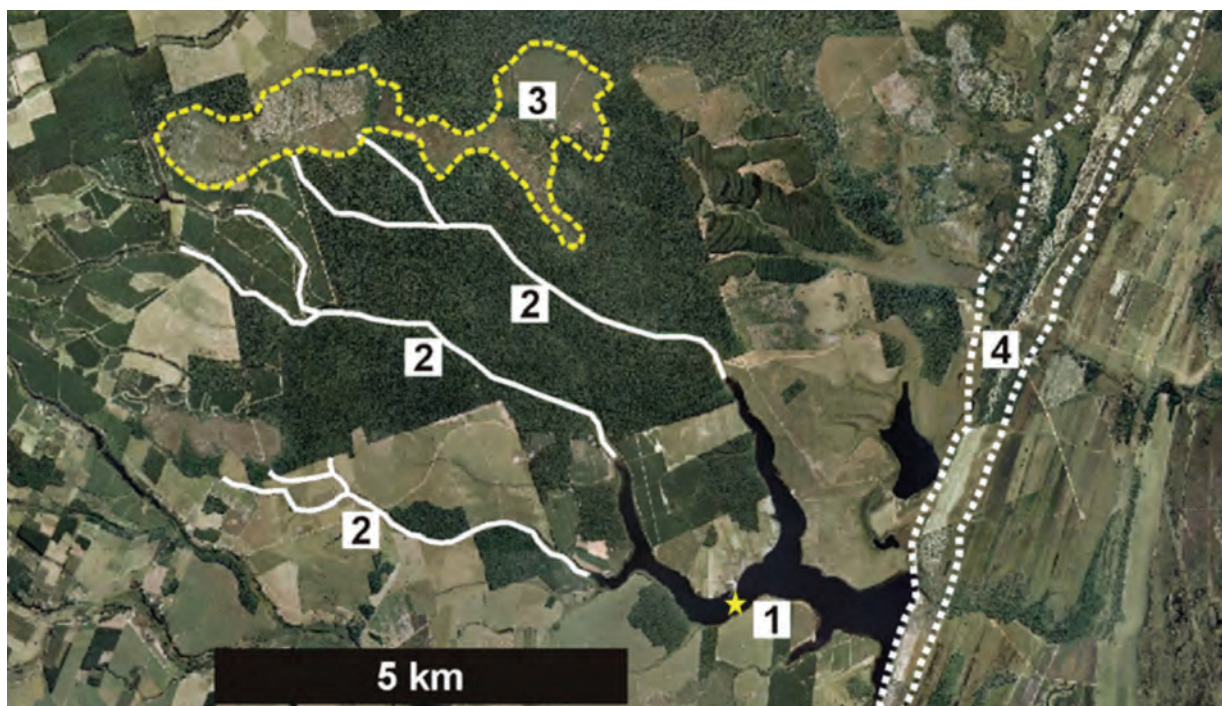


Figura 2: Lagoa Canto Grande: vista aérea, mostrando a lagoa (1), algumas drenagens que alimentam a lagoa (2), o Nativo da Gávea, área de vegetação de muçununga herbácea (3), e os cordões litorâneos pleistocênicos (4). A estrela marca o local de coleta do testemunho sedimentar (19° 16'01,4"S; 39° 56'41,9"W).

os tubos coletores com o testemunho sedimentar em seu interior foram abertos longitudinalmente em duas metades para a retirada das subamostras a cada dois centímetros.

Datação ^{14}C

O procedimento adotado nos pré-tratamentos físico e químico das amostras de sedimento lacustre (Tabela 2) consistiu na remoção manual de macrofragmentos contaminantes seguido de hidrólise ácida (HCl 4%, temperatura de 60 °C, durante 4 horas), conforme Pessenda *et al.* (2008).

As amostras foram submetidas à combustão a 600 °C na linha de síntese de benzeno do Laboratório ^{14}C do CENA/USP para obtenção do CO_2 , o qual foi encapsulado a vácuo e encaminhado para datação AMS na Universidade da Geórgia, Estados Unidos ou para o Laboratório AMS da Universidade Federal Fluminense. Os resultados obtidos (em anos AP) foram calibrados de acordo com Hogg *et al.* (2013) e são expressos em anos cal. AP, em intervalos com erro de 2σ .

As idades calibradas das amostras foram utilizadas para a construção de uma cronologia no software Tilia, versão 1.7.16 (Grimm, 1992),

com base em interpolação linear. Essa cronologia foi utilizada para a interpolação e extrapolação das idades de amostras não datadas.

Análises de carbono e nitrogênio

Os resultados das análises isotópicas de carbono e de nitrogênio são expressos pela unidade relativa "δ", determinada em relação aos padrões internacionais VPDB e ar atmosférico, conforme mostrado nas equações 1 e 2:

$$\delta^{13}\text{C}(\text{‰}) = \frac{R_{\text{amostra}} - R_{\text{VPDB}}}{R_{\text{VPDB}}} \times 1000 \quad (1)$$

Onde $R = {}^{13}\text{C}/{}^{12}\text{C}$ para a razão isotópica do carbono.

$$\delta^{15}\text{N}(\text{‰}) = \frac{R_{\text{amostra}} - R_{\text{ar}}}{R_{\text{ar}}} \times 1000 \quad (2)$$

Onde $R = {}^{15}\text{N}/{}^{14}\text{N}$ para a razão isotópica do nitrogênio.

As análises elementares envolvem a mensuração do carbono orgânico total (COT) e do nitrogênio total (N total), expressos em porcentagem do peso seco da amostra. Através desses valores foram

também calculados valores de C/N para amostras de sedimento. As análises foram realizadas no Laboratório de Isótopos Estáveis do CENA-USP, em espectrômetro de massas ANCA GSL, com uma precisão de 0,1% e 0,02%, respectivamente.

O procedimento adotado no pré-tratamento das amostras utilizadas para análises isotópicas e elementares é baseado em métodos descritos em Pessenda *et al.* (1996). O testemunho sedimentar foi submetido às análises de C e N a cada dois centímetros. Das amostras de sedimento foram retirados raízes e outros fragmentos vegetais contaminantes. Em seguida, as amostras foram secas em estufa a cerca de 50 °C. Foram utilizadas massas entre 3 e 21 mg para análise de carbono, e entre 21 e 69 mg para análise de nitrogênio.

Palinologia

O tratamento polínico utilizou um centímetro cúbico de cada subamostra sedimentar e foi baseado no método apresentado por Colinvaux *et al.* (1999), com adição de pastilhas de *Lycopodium* exótico (Benninghoff, 1962), dissolução de sílica com HF, remoção de matéria-orgânica com KOH 5% e acetólise. O resíduo final foi montado em lâminas de microscopia de luz com o uso de glicerina líquida como meio de montagem.

A contagem consistiu na leitura de pelo menos três lâminas para cada subamostra analisada, até a totalização de no mínimo 200 grãos de táxons arbóreos ou arbustivos. A soma de pólen inclui tipos

arbóreos/arbustivos, herbáceos e indeterminados e é a base para o cálculo das porcentagens. A identificação dos grãos de pólen e esporos foi realizada com base na coleção de referência do Laboratório ¹⁴C do CENA/USP.

Os cálculos de porcentagem, concentração e taxa de acumulação polínica, bem como a construção dos diagramas, foram realizados com o uso do software Tilia, versão 1.7.16 (Grimm, 1992). Para análise de agrupamentos foi utilizado o software CONISS (Grimm, 1987). A interpretação dos dados palinológicos foi auxiliada pela caracterização da precipitação polínica moderna da área de estudo realizada por Buso Jr. (2015).

RESULTADOS E DISCUSSÃO

Datações ¹⁴C

A Tabela 2 apresenta os resultados das datações realizadas no testemunho.

As idades obtidas para o testemunho sedimentar LCGB da Lagoa Canto Grande variaram de 9.586±72 anos AP (11.157–10.607 anos cal. AP) a 133 cm de profundidade, a 690±25 anos AP (660–559 anos cal. AP) a 3 cm de profundidade e não foram observadas inversões.

Análise de C e N

Os resultados das análises de carbono e nitrogênio realizadas no testemunho LCGB são apresentados na Figura 3. Inicialmente esses resultados são

Tabela 2: Resultados das datações ¹⁴C realizadas no testemunho LCGB da Lagoa Canto Grande

Amostra	Prof. (cm)	Código do Laboratório	Idade ¹⁴ C (anos AP)	Idade calibrada 2σ (anos cal. AP)	Média (anos cal. AP)
LCGB02-04	02-04	UGAMS15856	690±25	660-559	610
LCGB22-24	22-24	LACUFF140160	1841±43	1830-1595	1713
LCGB48-50	48-50	LACUFF140161	4804±149	5887-5044	5466
LCGB60-62	60-62	UGAMS15857	6140±30	7156-6859	7008
LCGB64-66	64-66	LACUFF140162	7768±56	8601-8405	8503
LCGB68-70	68-70	UGAMS15858	8120±35	9126-8779	8953
LCGB78-80	78-80	LACUFF140163	9105±67	10475-9930	10203
LCGB92-94	92-94	UGAMS15859	9200±40	10482-10230	10356
LCGB124-126	124-126	UGAMS15860	9490±40	11062-10562	10812
LCGB132-134	132-134	LACUFF140164	9586±72	11157-10607	10882

Fonte: UGAMS: Laboratório AMS da Universidade da Geórgia; LACUFF: Laboratório AMS da Universidade Federal Fluminense.

apresentados e discutidos somente com referência à profundidade. Posteriormente, quando da discussão conjunta com a palinologia, são feitas as referências com relação às idades calibradas.

Os valores de COT variaram entre 0,01 e 37,19%, com a maior parte do testemunho apresentando valores entre 0,58% e 10,94%, com um único intervalo, entre 79 e 65 cm, com valores consistentemente mais elevados (23,55-37,19%).

Os valores de Ntotal variaram entre 0,08 e 1,73%. De um modo geral, valores mais elevados são observados em dois intervalos: entre 135 e 105 cm (0,28-1,73%) e entre 79 e 65 cm (0,67-1,16%). As menores concentrações de nitrogênio total ocorrem entre 103 e 87 cm (0,08-0,34%). Há uma tendência geral de aumento das concentrações de nitrogênio a partir de 40 cm até o topo.

A composição isotópica de carbono variou entre -31,89 e -26,46‰. De um modo geral podem ser distinguidos dois intervalos: o primeiro, entre 135 e 63 cm, apresenta valores mais enriquecidos (de -27,51 a -29,00‰); o segundo intervalo, entre 61 cm e o topo, apresenta valores mais empobrecidos (de -29,71‰ a -31,89‰).

Os valores de C/N variaram de 0,34 a 333. Com exceção das amostras 135 cm, 93 cm e 51 cm, que apresentaram valores extremos (0,34, 333 e 0,03, respectivamente), as demais amostras podem ser agrupadas em dois intervalos com valores bastante distintos: de 135 a 105 cm os valores de C/N mostraram-se bastante baixos, variando de 2,16 a 4,46; o segundo intervalo, de 103 cm ao topo, apresenta C/N com valores mais elevados, de 17,37 a 54,67.

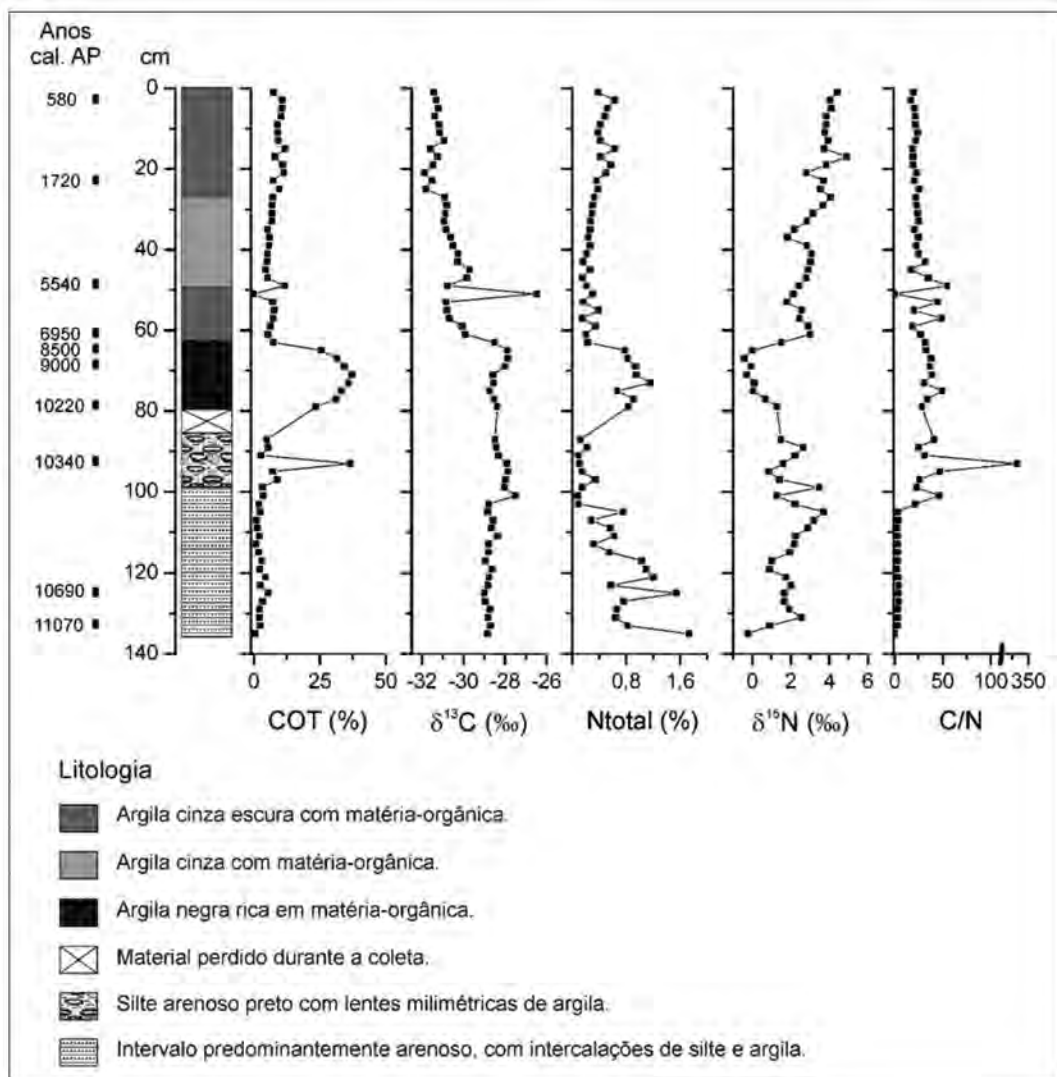


Figura 3: Análises isotópicas e elementares de C e N no testemunho LCGB.

Esses dois principais intervalos definidos com base nas diferenças de C/N podem ser relacionados a distintas fontes da matéria orgânica sedimentar, de acordo com Wilson *et al.* (2005). No intervalo de 135 a 105 cm, os baixos valores de C/N (2,16 a 4,46), juntamente com os valores de $\delta^{13}\text{C}$ (-28,35‰ a -29,00‰), indicam aporte de carbono orgânico particulado (COP) de água-doce e matéria-orgânica originada de bactérias (Figura 4). O segundo intervalo, de 103 cm ao topo, com maiores valores de C/N (17,37 a 54,67) e valores mais empobrecidos de $\delta^{13}\text{C}$ (-27,51‰ a -31,89‰), indicam matéria-orgânica originada principalmente de plantas vasculares C3.

Os valores de $\delta^{15}\text{N}$ variaram de -0,42‰ a +4,43‰ ao longo do testemunho. De 133 a 77 cm, o $\delta^{15}\text{N}$ variou de +0,85‰ a +3,70‰, com algumas flutuações. De 77 a 65 cm, o $\delta^{15}\text{N}$ apresentou valores mais empobrecidos, de -0,42‰ a +0,68‰. Por fim, a partir de 63 cm, o $\delta^{15}\text{N}$ apresenta tendência de enriquecimento isotópico, com valores de +1,52‰

a + 4,43‰.

O $\delta^{15}\text{N}$ permite um refinamento da interpretação dos dois intervalos discernidos com base nos valores de C/N. As amostras com valores mais enriquecidos de $\delta^{15}\text{N}$ no intervalo de 135 a 80 cm podem indicar a mistura de COP originado de fitoplâncton de água doce (Tabela 1). Os valores mais empobrecidos de $\delta^{15}\text{N}$ entre 77 cm e 65 cm, indicam que a matéria orgânica depositada apresenta maior participação relativa de plantas vasculares C3 do que aquela depositada entre 63 cm e o topo, onde a participação do carbono originado de fitoplâncton de água doce é maior.

Palinologia

A Figura 5 apresenta o diagrama polínico de porcentagens do testemunho LCGB. A Figura 6 apresenta fotografias de grãos de pólen de alguns dos táxons mencionados ao longo do texto.

A análise palinológica do testemunho LCGB

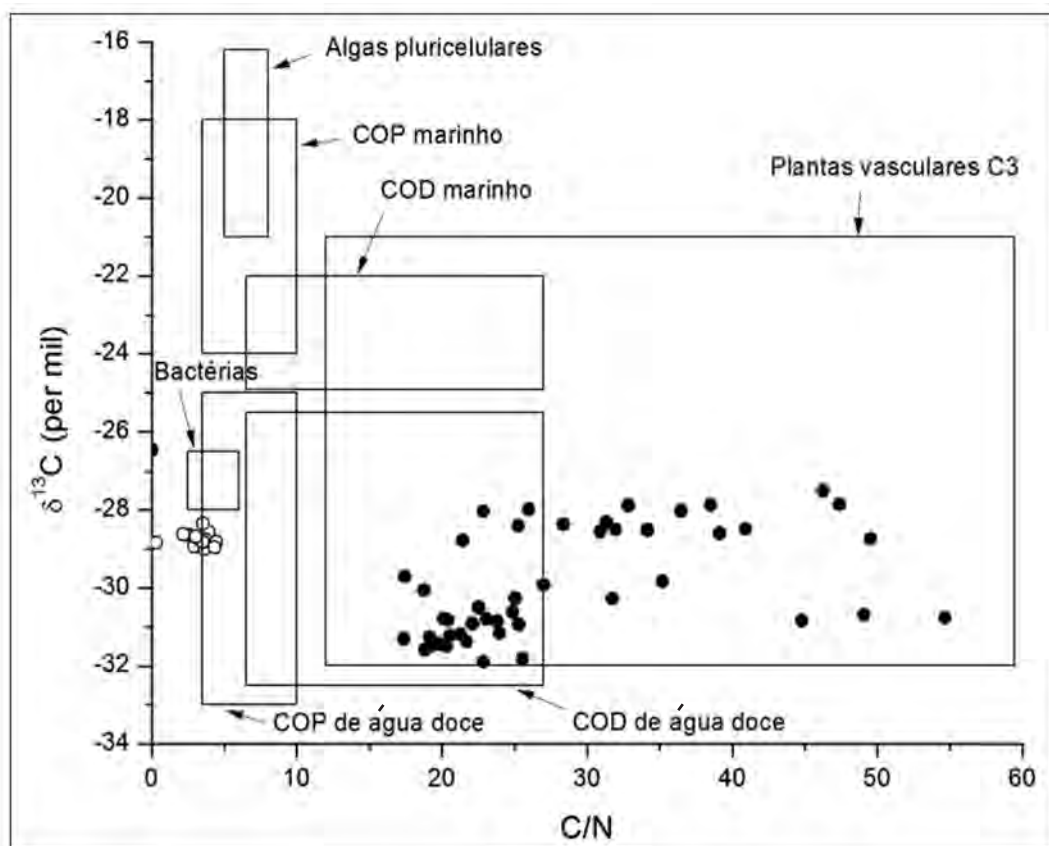


Figura 4: C/N e $\delta^{13}\text{C}$ das amostras do testemunho LCGB. Círculos claros indicam as amostras de 135 a 105 cm; círculos escuros indicam as amostras de 103 a 1 cm. Os intervalos representativos das diferentes fontes de matéria-orgânica são baseados em Wilson *et al.* (2005). A amostra 93 cm (C/N = 333) não é apresentada no gráfico. COP (carbono orgânico particulado); COD (carbono orgânico dissolvido).

apresenta predomínio de grãos de pólen de táxons arbóreos/arbustivos (21-77%) e herbáceos (13-73%). Esporos de pteridófitas apresentam frequências entre 2% e 15% e tipos aquáticos apresentam frequências bastante baixas, entre 0% e 2%. As porcentagens de grãos de pólen indeterminados variaram entre 6% e 18%.

A análise de agrupamentos realizada pelo CONISS, com base nas contagens dos tipos arbóreos/arbustivos e herbáceos (com exceção de Poaceae e Cyperaceae), permitiu dividir o registro palinológico do testemunho LCGB em três zonas polínicas.

Zona polínica LCGB-I (135-77 cm; 11165-9976 anos cal. AP)

Intervalo com predomínio de táxons arbóreos/arbustivos (37-66%), seguido por táxons herbáceos (17-51%), esporos de pteridófitas (5-15%) e ervas aquáticas (0-1%). Grãos indeterminados variaram de 9% a 18%.

Os táxons arbóreos/arbustivos mais frequentes na Zona LCGB-I são Melastomataceae/Combretaceae (11-18%), Myrtaceae (2-15%), *Calophyllum* (1-11%), *Cecropia* (4-7%), Urticaceae/Moraceae (2-5%), *Doliocarpus* (1-5%), *Ilex* (1-2%), *Acalypha* (0-3%), *Gallesia* (0-2%), *Pera*, (0-2%), *Rapanea* (0-2%), *Symplocos* (0-2%) e *Trema* (0-2%).

Entre os táxons herbáceos, os mais frequentes são Poaceae (7-27%), Cyperaceae (3-20%) e Asteraceae (3-8%). Esporos terrestres são representados principalmente por monoletes psilados (1-10%), Cyatheaceae (0-4%) e triletes (0-3%).

Quando os resultados são comparados com o sinal polínico característico de Floresta de Tabuleiros, conforme o estudo de precipitação polínica moderna apresentado em Buso Jr. (2015), verifica-se que com exceção de *Celtis*, *Chrysophyllum*, *Eriotheca*, *Ficus*, *Malpighiaceae*, *Pera* e *Sapium*, os demais táxons considerados indicadores da Floresta de Tabuleiros estão ausentes ou ocorrem em frequências demasiadamente baixas. No caso específico de Urticaceae/Moraceae, as frequências encontradas (2-5%) são bastante inferiores àquelas obtidas nos coletores artificiais localizados dentro da Floresta de Tabuleiros (12%) de Linhares.

O intervalo LCGB-I diferencia-se das demais zonas polínicas pela presença, ou maior frequência, de táxons característicos de floresta aluvial,

tais como *Calophyllum*, *Symphonia*, *Croton*, *Macrothumia* e *Pera* (Rolim et al., 2006), táxons encontrados na restinga de Camburi (Pereira & Assis, 2000), tais como *Croton*, *Dodonaea*, *Doliocarpus*, *Pera*, *Polygalaceae*, *Stylosanthes* e *Smilax* e táxons ocorrentes em muçungas e campos nativos da região de Linhares, tais como *Hymenolobium* e *Stylosanthes*, conforme exsicatas do herbário da Reserva Natura Vale e *Doliocarpus*, um importante elemento da precipitação polínica moderna, tanto na área de campo nativo quanto na muçungua (Buso Jr., 2015).

As altas porcentagens de Asteraceae (3-8%), Cyperaceae (3-20%) e Poaceae (7-27%) são mais ou menos similares àquelas obtidas na precipitação polínica moderna da vegetação de campo nativo (Asteraceae = 5%; Cyperaceae = 10%; Poaceae = 14%). Contudo, as frequências um pouco mais elevadas desses táxons, principalmente Cyperaceae, podem também estar relacionadas a espécies que habitam áreas temporariamente alagáveis (Buso Jr., 2015). Essa interpretação sobre a ocorrência de alagamentos temporários é corroborada pelos resultados das análises de carbono e nitrogênio, segundo os quais as amostras de 135 a 80 cm indicam matéria orgânica originada de fitoplâncton de água doce, com maior participação de plantas C3 a partir de 103 cm. É também corroborada pelas características do sedimento observadas entre 135 e 100 cm, onde as intercalações de argila/silte e areia indicariam mudanças na energia hídrica, talvez resultado de eventos de transbordamento das drenagens em períodos mais chuvosos. A baixa frequência de táxons aquáticos, representados principalmente por *Typha* e *Potamogeton*, pode indicar que os alagamentos eram de curta duração, ou também que esses táxons ocupavam áreas relativamente reduzidas.

Pereira & Assis (2000), em seu levantamento florístico em vegetação de restinga no município de Vitória/ES, distinguiram três comunidades: (i) mata seca, composta por vegetação florestal de porte entre 5 e 10 metros, estrato arbóreo com muitas espécies de Myrtaceae, estrato herbáceo com presença de Bromeliaceae, *Capparis* e outros; (ii) formação aberta de Ericaceae, relacionada a áreas com lençol freático próximo à superfície, é composta por arbustos e pequenas árvores de até 4 metros de altura organizados em moitas,

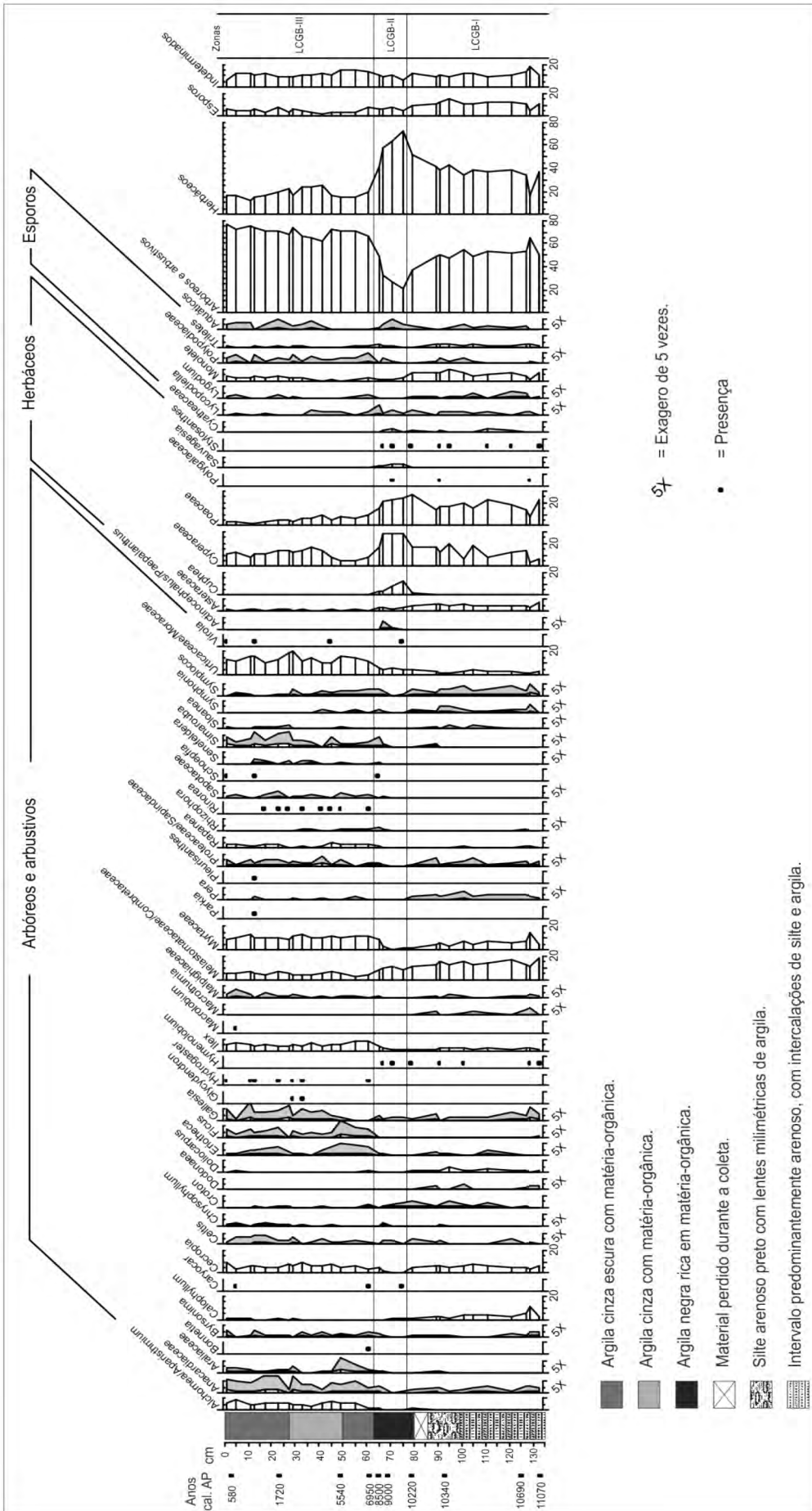


Figura 5: Diagrama polínico de porcentagem do testemunho LCGB coletado na Lagoa Canto Grande

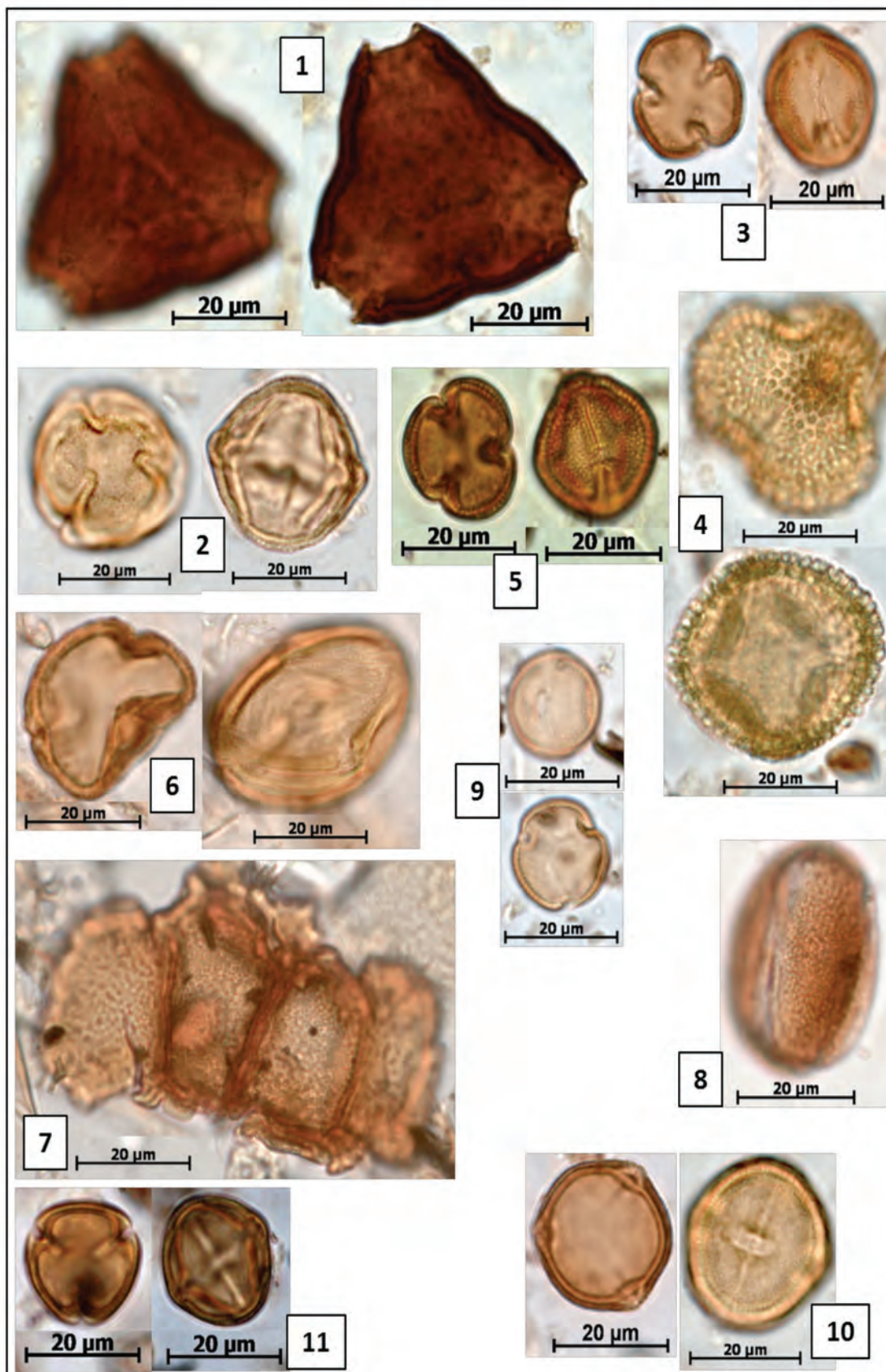


Figura 6: Exemplos de alguns grãos de pólen encontrados no testemunho LCGB. Prancha 1: Bonnetiaceae: *Bonnetia* (1); *Calophyllum* (2); Dilleniaceae: *Doliocarpus* (3); Euphorbiaceae: *Glycydendron* (4); *Senefeldera* (5); Fabaceae: *Macrolobium* (6); *Parkia* – fragmento (7); Icacinaceae: *Pleurisanthes* (8); Salicaceae: *Macrothumia* (9); Sapindaceae: *Dodonaea* (10); Violaceae: *Rinorea* (11).

representados por *Byrsonima sericea*, *Humiria balsamifera* e outros; (iii) brejo herbáceo, onde a drenagem é deficiente, com predomínio de Poaceae e Cyperaceae, além de *Tibouchina urceolaris* (Melastomataceae), *Sauvagesia erecta* e *Cuphea sessilifolia*. Assim, os dados polínicos obtidos para o intervalo LCGB-I seriam compatíveis com a presença de um ecossistema misto de mata seca de restinga, formação aberta de Ericaceae e brejo herbáceo, com a distribuição espacial dessas comunidades dependente da altitude e da frequência e duração dos alagamentos.

Esses resultados sugerem que durante a zona polínica LCGB-I, a vegetação na região da Lagoa Canto Grande era distinta da atual. A ausência ou a baixa frequência da maioria dos tipos polínicos de Floresta de Tabuleiros, tais como Urticaceae/Moraceae, Sapotaceae, *Rinorea*, *Caryocar*, *Glycydendron*, *Hydrogaster*, *Senefeldera*, *Virola* e outros, indicam que esse tipo de vegetação não ocorria nas proximidades. A presença de táxons de floresta aluvial, de restinga, e de campos nativos e muçunungas sugere que esses eram os principais tipos de vegetação presentes no intervalo aproximado de 11.200 a 10.000 anos cal. AP. Com base em estudo palinológico da Lagoa Durão, localizada ao sul da Lagoa Canto Grande, Nascimento (2012) também observou o predomínio de vegetação herbácea durante o período entre o UMG e o início do Holoceno, com a expansão da vegetação florestal a partir do Holoceno inferior.

A presença da vegetação de restinga, de campos nativos e muçunungas durante a zona polínica LCGB-I pode ser explicada com base na geomorfologia e distribuição dos solos atuais. A Lagoa Canto Grande é formada por dois cursos de água principais, as quais drenam grandes áreas de campos nativos e muçunungas a oeste da lagoa (Figura 2). Os dados de datação ^{14}C obtidos no Nativo da Gávea, próximo a área de estudo (Figura 2), sugerem que essa área de Espodossolo existe há pelo menos 14.000 anos (Buso Jr., 2015), portanto, deveria suportar vegetação de campo nativo e muçununga no início da zona polínica LCGB-I. A leste, a lagoa faz limite com cordões litorâneos de origem pleistocênica (Figura 2), os quais poderiam ter suportado vegetação semelhante a restingas e campos nativos durante essa zona polínica.

Por sua vez, a vegetação de floresta aluvial presente na zona polínica LCGB-I deveria ocupar áreas marginais às drenagens. Entretanto, as frequências dos táxons representativos desse tipo de vegetação sugerem que essas áreas seriam então mais amplas, provavelmente ocupando áreas que hoje encontram-se permanentemente alagadas.

A ausência de sinal polínico representativo da Floresta de Tabuleiro sugere que esse tipo de vegetação encontrava-se a maior distância do local de estudo. Sabe-se que atualmente, na região de Linhares, esse tipo de vegetação ocorre principalmente sobre os Argissolos. Estudos realizados na Reserva Natural Vale (Buso Jr. et al., 2013) não evidenciaram mudança no sinal do $\delta^{13}\text{C}$ da matéria-orgânica dos Argissolos, indicando uma cobertura constante de plantas C3 durante os últimos 17 mil anos, não havendo indicação clara de expansão de áreas de savanas na região. Portanto, a ausência do sinal polínico da Floresta de Tabuleiros durante a zona polínica LCGB-I, em conjunto com os valores indicativos de plantas C3 na matéria-orgânica do solo, pode ser interpretada como a ocupação das áreas de Argissolo no entorno da lagoa por uma vegetação com estrutura florestal, mas com diferente composição de espécies.

Zona polínica LCGB-II (77-63 cm; 9.976-7.725 anos cal. AP)

O intervalo apresenta predomínio de grãos de pólen de táxons herbáceos (41-73%), seguidos de táxons arbóreos e arbustivos (21-48%), esporos de pteridófitas (5-7%) e tipos aquáticos (0-2%). Grãos de pólen indeterminados apresentam frequências de 6% a 11%.

Os tipos herbáceos mais frequentes são Cyperaceae (17-29%), Poaceae (16-24%), *Cuphea* (3-12%), Asteraceae (2-3%), *Sauvagesia* (2-4%) e *Actinocephalus/Paepalanthus* (0-1%).

Entre os tipos arbóreos e arbustivos, os táxons mais frequentes na Zona LCGB-II são Melastomataceae/Combretaceae (8-11%), Myrtaceae (1-9%), Urticaceae/Moraceae (4-6%), *Cecropia* (1-5%), *Ilex* (0-3%), *Alchornea/Aparisthmium* (0-2%), *Rapanea* (0-2%), *Simarouba* (0-2%) e *Trema* (0-2%).

Esporos de pteridófitas são representados em sua maioria por monoletes psilados (1-

3%), Cyatheaceae (0-3%), triletes (0-3%) e *Lycopodiella* (0-2%).

Além das altas frequências de Cyperaceae e Poaceae, a zona polínica LCGB-II é também caracterizada pela presença ou maior frequência de *Croton*, *Hymenolobium*, *Actinocephalus/Paepalanthus*, *Cuphea* e *Sauvagesia*.

Os táxons caracterizadores da vegetação de Floresta de Tabuleiros continuam ausentes ou raros, com exceção de *Celtis*, *Caryocar*, *Chrysophyllum*, *Eriotheca*, *Ficus*, *Malpighiaceae*, *Schoepfia*, *Senefeldera* e *Simarouba*.

Todos os tipos polínicos, com exceção de *Rhizophora* e *Actinocephalus/Paepalanthus*, apresentam redução na taxa de acumulação polínica quando da transição da zona LCGB-I para LCGB-II. De acordo com o trabalho de Gosling *et al.* (2009)

e os resultados obtidos no estudo da precipitação polínica moderna apresentados em Buso Jr. (2015), há uma relação entre a estrutura da vegetação e a taxa de acumulação polínica. Assim, as baixas taxas de acumulação polínica encontradas nos grupos arbóreo/arbustivos, herbáceos, esporos e indeterminados, durante a zona LCGB-II (Figura 7) podem indicar uma vegetação mais aberta que na zona LCGB-I.

De acordo com os registros do Herbário da Reserva Natural Vale, os tipos *Hymenolobium*, *Actinocephalus/Paepalanthus*, *Cuphea* e *Sauvagesia* representam espécies que atualmente ocorrem em campos nativos, muçunungas e restingas na região nordeste do Espírito Santo. Pereira & Assis (2000) verificaram o predomínio de Poaceae, Cyperaceae, Melastomataceae, *Sauvagesia* e *Cuphea* em comunidade de brejo herbáceo de restinga, em

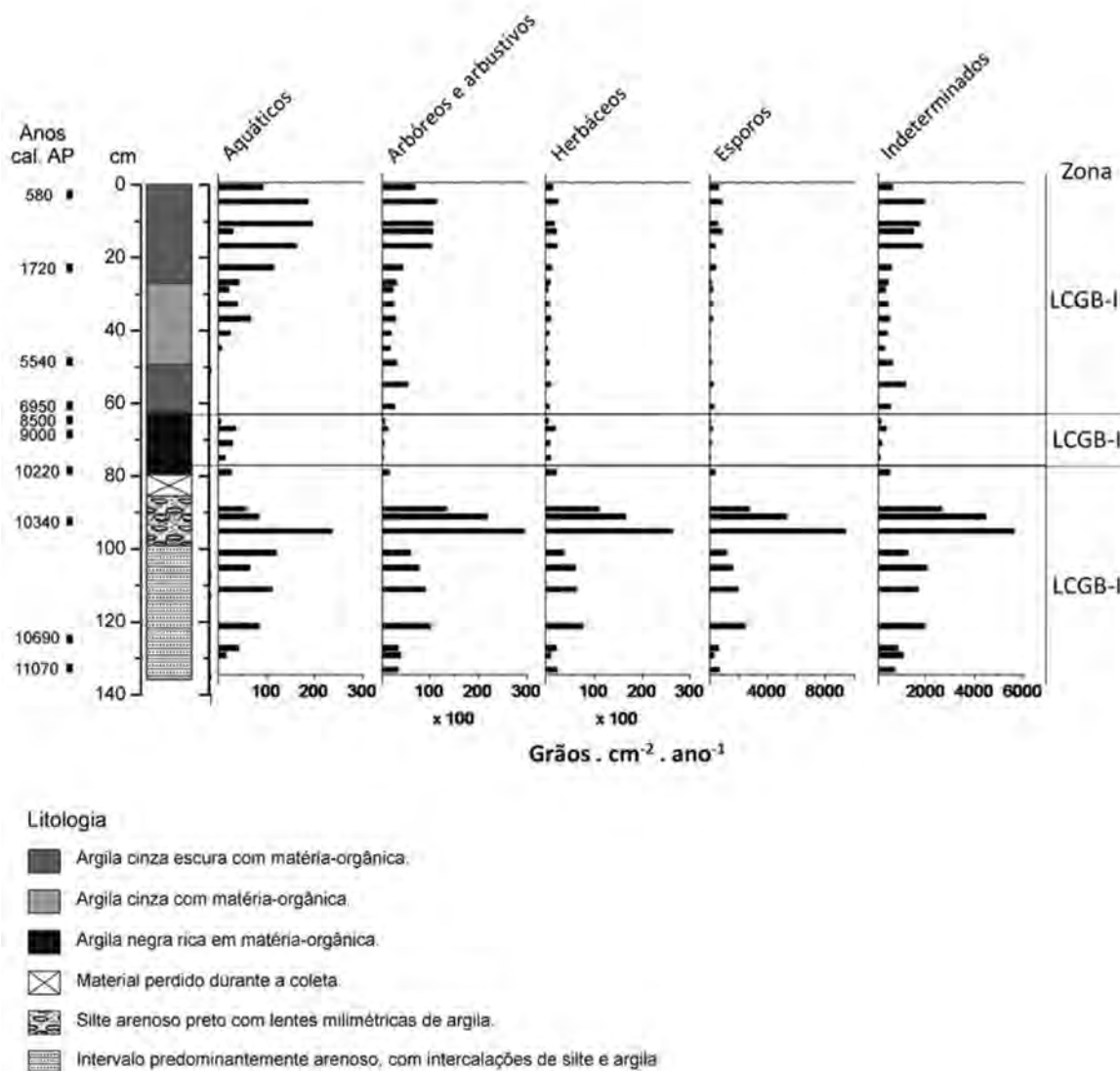


Figura 7: Taxas de acumulação polínica dos diferentes grupos do testemunho LCGB.

Vitória/ES. Dessa forma, a zona polínica LCGB-II seria caracterizada pela presença de comunidades de campos nativos, muçunungas e brejo herbáceo de restinga, em um ecossistema caracterizado por uma vegetação predominantemente aberta, com predomínio de Cyperaceae e Poaceae.

Essa interpretação é corroborada pela análise de C e N, segundo a qual o intervalo entre 79 e 65 cm apresenta maiores valores de COT e Ntotal, indicando maior acumulação de matéria-orgânica, valores de $\delta^{13}\text{C}$ e C/N típicos de plantas C3 e valores de $\delta^{15}\text{N}$ menos enriquecidos, indicando maior importância relativa de matéria orgânica de plantas vasculares. Essas características da matéria orgânica são compatíveis com um ambiente redutor, em razão da maior duração ou frequência de alagamentos com grande aporte de matéria orgânica originada principalmente de gramíneas e ciperáceas C3.

Frequências baixas de grãos de pólen de *Rhizophora* começam a aparecer a partir da metade superior da zona polínica LCGB-II (67 cm, cerca de 8.750 anos cal. AP). Pelas suas baixas frequências, tais grãos de pólen devem ter sido transportados desde longas distâncias e devem estar relacionados à instalação de manguezais ao leste da planície costeira, em resposta à elevação do nível relativo marinho holocênico. Estudo realizado nessa planície costeira por França *et al.* (2013) mostra a ocorrência de manguezais compostos principalmente por *Rhizophora* desde 8.050 anos cal. AP.

A elevação do nível relativo marinho durante o Holoceno pode ter sido uma das causas da mudança de vegetação observada entre as zonas polínicas LCGB-I e LCGB-II, levando a uma subida do nível de base, tornando o lençol freático mais próximo à superfície e tornando alagáveis as áreas ocupadas pelas restingas secas. Isso possibilitou a expansão das restingas alagadas semelhantes àquelas descritas por Pereira & Assis (2000).

Zona polínica LCGB-III (63-00 cm; 7.725-409 anos cal. AP)

Zona polínica com predomínio de tipos arbóreos e arbustivos (62-77%). Táxons herbáceos apresentam frequências menores que aquelas das zonas polínicas anteriores (13-26%). Esporos de pteridófitas apresentam frequências de 2% a 8%,

enquanto que os tipos aquáticos variam de 0% a 2%. Grãos indeterminados correspondem de 7% a 15% da soma de pólen.

Os táxons arbóreos e arbustivos mais frequentes nessa zona polínica são Urticaceae/Moraceae (10-20%), Myrtaceae (8-13%), *Cecropia* (2-14%), *Alchornea/Aparisthmium* (3-9%), *Ilex* (3-8%), Melastomataceae/Combretaceae (2-7%), *Rapanea* (1-5%), Anacardiaceae (1-3%), Arecaceae (0-5%), *Ficus* (0-3%), *Gallesia* (0-3%), *Trema* (0-3%), Araliaceae (0-2%), *Celtis* (0-2%), *Coussapoa* (0-2%), *Dolioscarpus* (0-2%), *Eriotheca* (0-2%), Proteaceae/Sapindaceae (0-2%) e *Simarouba* (0-2%).

Táxons herbáceos terrestres são representados por Cyperaceae (5-16%), Poaceae (2-9%) e Asteraceae (0-2%). Os mais frequentes esporos de pteridófitas são monoletes psilados (0-4%), Polypodiaceae (0-2%) e triletes (0-2%).

O conjunto polínico da zona LCGB-III mostra a expansão da vegetação de Floresta de Tabuleiros, pois com exceção de *Banara*, *Garcinia*, *Guettarda*, *Moldenhawera*, *Pachira*, *Pseudobombax*, *Rourea*, *Salacia*, *Sapium*, *Stephanopodium*, *Sterculia* e *Vismia*, os demais tipos indicadores desse ecossistema, de acordo com os dados da precipitação polínica moderna obtidos por Buso Jr., 2015, estão presentes e ocorrem em maiores frequências. São observados aumentos nas taxas de acumulação polínica principalmente nos grupos arbóreos/arbustivos e indeterminados que podem indicar a expansão de vegetação com estrutura florestal (Figura 7).

Os táxons indicativos das comunidades de restinga, campo nativo e muçununga (*Dodonaea*, *Dolioscarpus*, *Hymenolobium*, *Sauvagesia*, *Cuphea*, *Actinocephalus/Paepalanthus*, *Stylosanthes* e Polygalaceae) tornam-se raros ou ausentes, indicando uma retração na área ocupada por esses ecossistemas.

As frequências de *Croton*, *Calophyllum*, *Macrothumia*, *Symphonia*, táxons indicativos de florestas aluviais, permanecem baixas, sugerindo que esse tipo de vegetação não apresentou expansão. A ausência de expansão da mata aluvial pode ser explicada pela instalação de um ambiente lacustre. As áreas mais deprimidas, que durante a zona LCGB-I eram marginais ao curso d'água e abrigavam a mata aluvial, estariam

agora permanentemente alagadas. As análises de C e N sugerem uma tendência de aumento da participação de matéria orgânica originada de fitoplâncton de água doce, principalmente a partir de 40 cm (~4.200 anos cal. AP), o que corroboraria a hipótese de formação de uma lagoa.

O registro de táxons com disjunção amazônica no testemunho LCGB

Alguns autores sugerem que a ocorrência de táxons disjuntos entre a Amazônia e a Mata Atlântica pode ser explicada por conexões entre esses dois biomas durante períodos de climas mais úmidos do Terciário e do Quaternário, quando florestas poderiam ter se expandido sobre as atuais áreas dos biomas Cerrado e Caatinga (Mori & Prance, 1981; Delprete, 1999; Santos *et al.*, 2007). Alguns estudos paleoecológicos sugerem a expansão de fisionomias florestais nesses biomas durante o Pleistoceno superior e o Holoceno inferior (Ledru, 1993; Ledru *et al.*, 2001; de Oliveira *et al.*, 1999).

Táxons arbóreos e arbustivos tipicamente amazônicos, atualmente com distribuição disjunta entre a Amazônia e a Mata Atlântica, estão presentes no registro polínico do testemunho LCGB somente a partir de cerca de 8.500 anos cal. AP (Prancha 1): *Senefeldera* (8.500 anos cal. AP); *Bonnetia* e *Rinorea* (7000 anos cal. AP); *Glycydendron* (3200 anos cal. AP); *Parkia* e *Pleurisanthes* (1200 anos cal. AP); *Macrolobium* (700 anos cal. AP).

Esse registro é um pouco mais antigo que aquele apresentado por Buso Jr. *et al.* (2013), que observaram a ocorrência de táxons com disjunção amazônica desde cerca de 7.500 anos cal. AP na região nordeste do Espírito Santo. A não observação desses táxons no intervalo entre 11.200 e 8.500 anos cal. AP no testemunho LCGB provavelmente se relaciona ao fato de que tais táxons, além de raros no sinal polínico, são, em sua maioria, árvores ocorrentes na Mata de Tabuleiro, a qual se localizava mais distante do ponto analisado durante esse intervalo de tempo. Portanto, os resultados obtidos no testemunho LCGB corroboram a hipótese sobre uma conexão entre os biomas Amazônia e Mata Atlântica anterior a 8.500 anos cal. AP, mas não permitem conclusões sobre a presença desses táxons

amazônicos na região de Linhares anteriormente a essa data.

Inferências paleoclimáticas com base no testemunho LCGB

As mudanças da vegetação no entorno da Lagoa Canto Grande, indicadas pela palinologia e as características da matéria orgânica preservada no testemunho LCGB, permitem a elaboração de hipóteses sobre flutuações do paleoclima na região nordeste do estado do Espírito Santo.

A ausência de tipos indicativos da vegetação de Floresta de Tabuleiro durante a zona polínica LCGB-I (11.165–9.976 anos cal. AP) indica que esse tipo de vegetação não ocorria nos arredores do local estudado. Nessa época, os tipos de vegetação mais abundantes eram a floresta aluvial, os campos nativos, muçunungas e diferentes comunidades de restinga. Entretanto, valores empobrecidos de $\delta^{13}\text{C}$ indicam que não ocorreu expansão de vegetação com predomínio de plantas C4. Além disso, os valores elevados da taxa de acumulação polínica sugerem o predomínio de vegetação com estrutura florestal. Pode-se então supor que as áreas de Argissolo no entorno do ponto estudado fossem ocupadas por vegetação florestal com diferente composição de espécies, talvez pela Floresta Estacional Semidecidual. De qualquer forma, esse cenário sugere um clima menos úmido que o atual.

Essa interpretação concorda com o estudo da composição isotópica de carbono da matéria orgânica dos solos da região, realizado por Buso Jr. *et al.* (2013), que indicou o predomínio de plantas C3 desde 17.000 anos cal. AP, com base no qual foi inferido um clima úmido o suficiente para manutenção das florestas durante esse intervalo. Concorda também com vários estudos de reconstituição paleoambiental realizados em região de Mata Atlântica que indicam clima menos úmido no Holoceno inferior e médio (Behling *et al.*, 2004; Gouveia *et al.*, 2002; Garcia *et al.*, 2004; Pessenda *et al.*, 2004; Ledru *et al.*, 2009), muito embora a região de Linhares aparentemente não experimentou expansão de áreas de campo e savanas com predomínio de plantas C4.

As principais mudanças ocorridas na vegetação durante a zona polínica LCGB-II (9.976–7.725 anos cal. AP) são atribuídas à elevação do lençol

freático, em resposta à subida do nível relativo marinho holocênico e à consequente elevação do nível de base. O clima para esse período deve ter sido similar ao do período anterior, concordando com os trabalhos que inferem clima menos úmido para o Holoceno inferior e médio. Contudo, pode-se também supor uma influência de climas mais úmidos sobre a vegetação durante esse período, considerando que Stríkis *et al.* (2011) verificaram eventos de intensificação da monção sul americana na região norte de Minas Gerais a partir de 9.200 anos cal. AP, incluindo um evento há 8.200 anos AP.

O registro do aparecimento dos tipos representativos de vegetação de Florestas de Tabuleiro durante a zona polínica LCGB-III (7.725-409 anos cal. AP), juntamente com a elevação das taxas de acumulação polínica (Figura 7), sugere expansão da vegetação florestal de tabuleiros para áreas próximas ao local estudado. Essa expansão pode ter ocorrido em resposta a um clima mais úmido iniciado a partir do Holoceno médio. Com base na composição isotópica de espeleotemas, Cruz Jr. *et al.* (2005) propõem intensificação das chuvas de monção durante os últimos 7000 anos, uma possível explicação para a expansão da Floresta de Tabuleiros. O período mais úmido no intervalo de 7000 a 4000 anos cal. AP sugerido por Buso Jr. *et al.* (2013) com base na palinologia da Lagoa do Macuco, localizada 23 km ao norte da Lagoa Canto Grande, não é observado no testemunho LCGB. Todavia, frequências um pouco mais elevadas de pólen de táxons arbóreos/arbustivos, concomitantes com os valores mais baixos nas frequências de táxons herbáceos nas amostras de 61 a 41 cm (6.950-4.365 anos cal. AP), devem ser melhor investigadas, pois parecem sugerir um momento com maior importância relativa da vegetação florestal.

CONSIDERAÇÕES FINAIS

No intervalo aproximado de 11.000-8.500 anos cal. AP, a vegetação na região da Lagoa Canto Grande era constituída principalmente por florestas aluviais, muçunungas e restingas de diferentes fisionomias. A Mata de Tabuleiros provavelmente não ocorria sobre as áreas de Argissolo próximas ao local estudado, talvez em resposta a um clima

menos úmido no Holoceno inferior. Essas áreas de Argissolo possivelmente fossem ocupadas por vegetação florestal com diferentes estrutura e composição de espécies. A partir de cerca de 7.500 anos cal. AP ocorre expansão das Florestas de Tabuleiro na região da Lagoa Canto Grande, provavelmente ocasionada por um clima mais úmido.

A elevação do nível relativo marinho durante o Holoceno pode ter tido importante influência na dinâmica da vegetação, especialmente em áreas com menor elevação em relação ao nível do mar. A zona polínica LCGB-II da Lagoa Canto Grande indica a expansão das áreas de brejos herbáceos de restinga a partir de cerca de 9.000 anos cal. AP. Essa expansão ocorreu em detrimento das matas secas de restinga e da floresta aluvial, as quais devem ter sido deslocadas pela elevação do nível de base e alagamento das áreas mais baixas.

Os táxons com distribuição disjunta entre os biomas Amazônia e Mata Atlântica estão ausentes do registro polínico da Lagoa Canto Grande no intervalo de 11.000-8.500 anos cal. AP. Por ocorrerem, em sua maioria, nas Florestas de Tabuleiros, tais táxons devem ter acompanhado a dinâmica dessa vegetação e estariam localizados mais distantes do ponto estudado.

Não há indícios sobre a maior ocorrência de plantas C4 e expansão generalizada de savanas e campos desde os últimos 17.000 anos cal. AP na região de Linhares. Essas observações corroboram a hipótese segundo a qual a região de Linhares foi um refúgio de vegetação florestal durante os intervalos de clima menos úmido do Pleistoceno tardio.

A expansão das Florestas de Tabuleiro nas proximidades da Lagoa Canto Grande permite inferir um clima mais úmido para os últimos ~8.000 anos cal. AP, que pode ter sido causado pela intensificação das monções de verão.

AGRADECIMENTOS

À FAPESP (2007/03615-5, 2010/18091-4, 2011/00995-7) e CNPq (2007-3/471751, 2012-5/470210, 2013-0/405060), pelo apoio financeiro, ao Luiz Felipe Campos, Alessandro Simplicio e toda a equipe de funcionários da Reserva Natural Vale (RNV), pelo imprescindível apoio

logístico, atenção e gentileza e ao Samir Rolim e Renato de Jesus, pelo convite e oportunidade de desenvolver pesquisas na RNV e apoio irrestrito em todas as etapas de nossa convivência. Aos Técnicos LizMary B. de Moraes e Thiago Barrios C. Campos, Laboratório ^{14}C do CENA/USP, pelo apoio na preparação de amostras e análises ^{14}C .

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Behling, H. 1997a. Late Quaternary vegetation; climate and fire history from the tropical mountain region of Morro de Itapeva, SE Brazil. *Palaeogeography, Palaeoclimatology, Palaeoecology*, 129: 407-422.
- Behling, H. 1997b. Late Quaternary vegetation, climate and fire history of the *Araucaria* forest and campos region from Serra Campos Gerais, Paraná State (south Brazil). *Review of Palaeobotany and Palynology*, 97: 109-121.
- Behling, H. 2003. Late glacial and Holocene vegetation, climate and fire history inferred from Lagoa Nova in the southeastern Brazilian lowland. *Vegetation History and Archaeobotany*, 12: 263-270.
- Behling, H.; Arz, H.W.; Pätzold, J.; Wefer, G. 2002. Late Quaternary vegetational and climate dynamics in southeastern Brazil, inferences from the marine cores GeoB3229-2 and GeoB3202-1. *Palaeogeography, Palaeoclimatology, Palaeoecology*, 179: 227-243.
- Behling, H.; Lichte, M. 1997. Evidence, of dry and cold climatic conditions at glacial times in tropical Southeastern Brazil. *Quaternary Research*, 48: 348-358.
- Behling, H.; Negrelle, R.B. 2001. Tropical rain forest and climate dynamics of the Atlantic Lowland, Southern Brazil, during the Late Quaternary. *Quaternary Research*, 56: 383-389.
- Behling, H.; Pillar, V.D.; Orlóci, L.; Bauermann, S.G. 2004. Late Quaternary *Araucaria* forest, grassland (campos), fire and climate dynamics, studied by highresolution pollen, charcoal and multivariate analysis of the Cambará do Sul core in southern Brazil. *Palaeogeography, Palaeoclimatology, Palaeoecology*, 203: 277-297.
- Benninghoff, W.S. 1962. Calculation of pollen and spores density in sediments by addition of exotic pollen in known quantities. *Pollen et Spores*, 4: 332-333.
- Boutton, T.W. 1991. Stable carbon isotope ratios of natural materials. II. Atmospheric, terrestrial, marine and freshwater environments. In: Coleman, D.C.; Fry, B. (Ed.). *Carbon isotope techniques*. New York: Academic Press, p. 155-171.
- Buso Jr., A.A.; Pessenda, L.C.R.; De Oliveira, P.E.; Cohen, M.C.L.; Giannini, P.C.F.; Schiavo, J.A.; Rossetti, D.F.; Volkmer-Ribeiro, C.; Oliveira, S.M.B.; Lorente, F.L.; Borotti Filho, M.A.; Bendassolli J.A.; França, M. C.; Guimarães, J.T.F.; Siqueira, G.S. 2013. Late Pleistocene and Holocene vegetation, climate dynamics, and Amazonian taxa at Atlantic Rainforest – Linhares, ES, southeastern Brazil. *Radiocarbon*, 55: 1747-1762.
- Buso Jr., A.A. 2015. Dinâmica dos Espodossolos, da vegetação e do clima durante o Quaternário tardio na região nordeste do estado do Espírito Santo. 162p. Tese de Doutorado. Centro de Energia Nuclear na Agricultura, Universidade de São Paulo, Piracicaba.
- Colinvaux, P.; De Oliveira, P.E.; Patiño, J.E.M. 1999. Amazon pollen manual and atlas. Manual e atlas palinológico da Amazônia. Amsterdam: Harwood Academic Publications, 332 p.
- Conservation International do Brasil. Fundação SOS Mata Atlântica, Fundação Biodiversitas, Instituto de Pesquisas Ecológicas, Secretaria do Meio Ambiente do Estado de SP, SEMAD/Instituto Estadual de Florestas-MG. 2000. Avaliação e ações prioritárias para a conservação da biodiversidade da Mata Atlântica e Campos Sulinos. Brasília, DF: MMA/SBF, 40 p.
- Cruz Junior, F.W.; Burns, S.J.; Karmann, I.; Sharp, W.D.; Vuille, M.; Cardoso, A.O.; Ferrari, J.A.; Dias, P.L.S.; Vianna, J.R.O. 2005. Insolation-driven changes in atmospheric circulation over the past 116,000 years in subtropical Brazil. *Nature*, 434: 63-66.
- de Oliveira, P.E.; Barreto, A.M.F.; Suguio, K. 1999. Late Pleistocene/Holocene climatic and vegetational history of the Brazilian caatinga: the fossil dunes of the middle São Francisco River. *Palaeogeography, Palaeoclimatology, Palaeoecology*, 152: 319-337.
- Delprete, P.G. 1999. *Riodoce* (Rubiaceae, Gardenieae), a new genus from the Brazilian Atlantic Forest. *Brittonia*, 51: 15-23.
- França, M.C.; Cohen, M.C.L.; Pessenda, L.C.R.; Rossetti, D.F.; Lorente, F.L.; Buso Jr., A.A.; Guimarães, J.T.F.; Friaes, Y.; Macario, K. 2013. Mangrove vegetation changes on Holocene terraces of the Doce River, Southeastern Brazil. *Catena*, 110: 59-69.
- Garcia, M.J.; De Oliveira, P.E.; Siqueira, E.; Fernandes, R.S.A. 2004. Holocene vegetational and climatic record from the Atlantic rainforest belt of coastal State of São Paulo, SE Brazil. *Review of Palaeobotany and Palynology*, 131: 181-199.
- Godwin, H. 1962. Radiocarbon dating conference, 5 th, Cambridge, July, 23-28. *Nature*, 195: 943-945.
- Gosling, W.D.; Mayle, F.E.; Tate, N.J.; Killeen, T.J. 2009. Differentiation between Neotropical rainforest, dry

- forest, and savannah ecosystems by their modern pollen spectra and implications for the fossil pollen record. *Review of Palaeobotany and Palynology*, 153: 70-85.
- Gouveia, S.E.M.; Pessenda, L.C.R.; Aravena, R.; Boulet, R.; Scheel-Ybert, R.; Bendassolli, J.A.; Ribeiro, A.S.; Freiras, H.A. 2002. Carbon isotopes in charcoal and soils in studies of paleovegetation and climate changes during the late Pleistocene and the Holocene in the southeast and centerwest regions of Brazil. *Global and Planetary Change*, 33: 95-106.
- Grimm, E.C. 1987. CONISS: a Fortran 77 program for stratigraphically constrained cluster analysis by the method of incremental sum of squares. *Computers and Geosciences*, 13: 13-35.
- Grimm, E.C. 1992. Tilia and Tilia-graph: pollen spreadsheet and graphics program. In: *International Palynological Congress, 8., Aix-en-Provence, France. Program and abstracts...* Heidelberg: Springer, 1992. p. 56.
- Hogg, A.G.; Hua, Q.; Blackwell, P. G.; Niu, M.; Buck, C. E.; Guilderson, T. P.; Heaton, T. J.; Palmer, J. G.; Reimer, P.J.; Reimer, R.W.; Turney, C.S.M.; Zimmerman, S.R.H. 2013. SHCal13 Southern Hemisphere calibration, 0-50,000 years cal BP. *Radiocarbon*, 55: 1889-1903.
- Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística - IBGE. 2004. Mapa de biomas do Brasil - primeira aproximação. Rio de Janeiro.
- Ledru, M.P.; Cordeiro, R.C.; Dominguez, J.M.L.; Martin, L.; Mouguiart, P.; Sifeddine, A.; Turcq, B. 2001. Late-Glacial cooling in Amazonia inferred from pollen at Lagoa do Caçô, Northern Brazil. *Quaternary Research*, 55: 47-56.
- Ledru, M.P.; Mourguiart, P.; Riccomini, C. 2009. Related changes in biodiversity, insolation and climate in the Atlantic rainforest since the last interglacial. *Palaeogeography, Palaeoclimatology, Palaeoecology*, 271: 140-152.
- Ledru, M.P. 1993. Late Quaternary environmental and climatic changes in central Brazil. *Quaternary Research*, 39: 90-98.
- Libby, W.F.; Anderson, E.C.; Arnold, J.R. 1949. Age determination by radiocarbon content: worldwide assay of natural radiocarbon. *Science*, 109: 227-228.
- Livingstone, D.A. 1955. A lightweight piston sampler for lake deposits. *Ecology*, 36: 137-139.
- MacDonald, G.M. 2003. *Biogeography: space, time and life*. New York: John Wiley & Sons, 518 p.
- Meira Neto, J.A.A.; Souza, A.L.; Lana, J.M.; Valente, G.E. 2005. Composição florística, espectro biológico e fitofisionomia da vegetação de muçununga nos municípios de Caravelas e Mucuri, Bahia. *Revista Árvore*, 29: 139-150.
- Meyers, P.A. 2003. Applications of organic geochemistry to paleolimnological reconstructions: a summary of examples from the Laurentian Great Lakes. *Organic Geochemistry*, 34: 261-289.
- Morellato, L.P.C.; Haddad, C.F.B. 2000. Introduction: the Brazilian Atlantic Forest. *Biotropica*, 32: 786-792.
- Mori, S.A.; Prance, G.T. 1981. The "sapucaia" group of *Lecythis* (Lecythidaceae). *Brittonia*, 33: 70-80.
- Nascimento, T.C. 2012. Reconstituição da história quaternária da Mata Atlântica na região centro-norte do estado do Espírito Santo. 294 p. Dissertação (Mestrado) - Universidade Guarulhos, Guarulhos.
- Oliveira-Filho, A.T.; Fones, M.A.L. 2000. Patterns of floristic differentiation among Atlantic forests in southeastern Brazil and the influence of climate. *Biotropica*, 32: 793-810.
- Peixoto, A.L.; Gentry, A. 1990. Diversidade e composição florística da mata de tabuleiros na Reserva Florestal de Linhares (Espírito Santo, Brasil). *Revista Brasileira de Botânica*, 13: 19-25.
- Pereira, O.J.; Assis, A.M. 2000. Florística da restinga de Camburi, Vitória, ES. *Acta Botanica Brasilica*, 14: 99-111.
- Pessenda, L.C.R.; Camargo, P.B. 1991. Datação radiocarbônica de amostras de interesse arqueológico e geológico por espectrometria de cintilação líquida de baixa radiação de fundo. *Química Nova*, 14: 98-103.
- Pessenda, L.C.R.; De Oliveira, P.E.; Mofatto, M.; Medeiros, V.B.; Garcia, R.J.F.; Aravena, R.; Bendassolli, J.A.; Leite, A.Z.; Saad, A.R.; Etchebehere, M.L. 2009. The evolution of a tropical rainforest/grassland mosaic in southeastern Brazil since 28000 14C yr BP based on carbon isotopes and pollen records. *Quaternary Research*, 71: 437-452.
- Pessenda, L.C.R.; Gouveia, S.E.M.; Aravena, R.; Boulet, R.; Valencia, E.P.E. Holocene fire and vegetation changes in southeastern Brazil as deduced from fossil charcoal and soil carbon isotopes. *Quaternary International*, Amsterdam, v. 114, p. 35-43, 2004.
- Pessenda, L.C.R.; Gouveia, S.E.M.; Ledru, M.P.; Aravena, R.; Ricardi-Branco, F. S.; Bendassolli, J.A.; Ribeiro, A. S.; Saia, S.E.M.G.; Sifeddine, A.; Menor, E.A.; Oliveira, S. M. B.; Cordeiro, R. C.; Freitas, A.M. M.; Boulet, R.; Filizola, H.F. 2008. Interdisciplinary paleovegetation study in Fernando de Noronha Island (Pernambuco State), northeastern Brazil. *Anais da Academia Brasileira de Ciências*, 80: 677-691.
- Pessenda, L.C.R.; Valencia, E.P.E.; Camargo, P.B.;

- Telles, E.C.C.; Martinelli, L.A.; Cerri, C.C.; Aravena, R.; Rozanskj, K. 1996. Natural radiocarbon measurements in Brazilian soils developed on basic rocks. *Radiocarbon*, 38: 203-208.
- Prance, G.T. 1982. A review of the phytogeographic evidences for Pleistocene climate changes in the neotropics. *Annals of the Missouri Botanical Garden*, 69: 594-624.
- Rau, G.H.; Takahashi, T.; Des Marais, D.J. 1989. Latitudinal variations in plankton $\delta^{13}\text{C}$: implications for CO_2 and productivity in past oceans. *Nature*, 341: 516-518.
- Ricklefs, R.E. 2003. *A economia da natureza*. 5. ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 503 p.
- Rolim, S.G.; Ivanauskas, N.M.; Rodrigues, R.R.; Nascimento, M.T.; Gomes, J.M.L.; Folli, D.A.; Couto, H.T.Z. 2006. Composição florística do estrato arbóreo da floresta estacional semidecidual da planície aluvial do Rio Doce, Linhares, ES, Brasil. *Acta Botanica Brasílica*, 20: 549-561.
- Saia, S.E.M.G.; Pessenda, L.C.R.; Gouveia, S.E.M.; Aravena, R.; Bendassolli, J.A. 2008. Last glacial maximum (LGM) vegetation changes in the Atlantic Forest, southeastern Brazil. *Quaternary International*, 184: 195-201.
- Santos, A.M.M.; Cavalcanti, D.R.; Silva, J.M.C.; Tabarelli, M. 2007. Biogeographical relationships among tropical forests in north-eastern Brazil. *Journal of Biogeography*, 34: 437-446.
- Saporetto-Junior, A.W.; Schaefer, C.E.R.; Souza, A.L.; Soares, M.P.; Araújo, D.S.D.; Meira-Neto, J.A.A. 2001. Influence of soil physical properties on plants of the muçununga ecosystem, Brazil. *Folia Geobotanica*, 47: 29-39.
- Stríkis, N.M.; Cruz Junior, F.W.; Cheng, H.; Karmann, I.; Edwards, R.L.; Vuille, M.; Wang, X.; Paula, M.S.; Novello, V.F.; Auler, A.S. 2011. Abrupt variations in South American monsoon rainfall during the Holocene based on a speleothem record from central-eastern Brazil. *Geology*, 39: 1075-1078.
- Stuiver, M.; Reimer, P.J.; Braziunas, T.F. 1998. High-precision radiocarbon age calibration for terrestrial and marine samples. *Radiocarbon*, 40: 1127-1151.
- Von Post, L. 1946. The prospect for pollen analysis in the study of the Earth's climatic history. *New Phytologist*, 45: 193-217.
- Wilson, G.P.; Lamb, A.L.; Leng, M.J.; Gonzalez, S.; Huddartd, D. 2005. Variability of organic $\delta^{13}\text{C}$ and C/N in the Mersey Estuary, U.K. and its implications for sea-level reconstructions studies. *Estuarine, Coastal and Shelf Science*, 64: 685-698.

6 SÃO AS FLORESTAS DO NORTE DO ESPÍRITO SANTO E SUL DA BAHIA AS MAIS RICAS EM ESPÉCIES ARBÓREAS NO DOMÍNIO DA FLORESTA ATLÂNTICA?

Samir Gonçalves Rolim, Luiz Fernando Silva Magnago, Felipe Zamborlini Saiter, André Márcio Amorim & Karla Maria Pedra de Abreu

INTRODUÇÃO

Uma das características mais marcantes das florestas tropicais é a sua elevada diversidade de espécies (Phillips *et al.*, 1994). Entre estas florestas tropicais a Floresta Atlântica brasileira é reconhecida como um centro de alta diversidade de espécies (Myers *et al.*, 2000). Em seu domínio, as fisionomias florestais ombrófilas e estacionais formam um contínuo de distribuição de espécies arbóreas (Oliveira-Filho & Fontes, 2000), onde poucas espécies são amplamente distribuídas, resultando numa elevada heterogeneidade regional (Scudeller *et al.*, 2001) e em altos níveis de endemismos de espécies (Forzza *et al.*, 2012). Contudo, a cobertura da Floresta Atlântica atual é representada por paisagens altamente fragmentadas, onde 71% dos fragmentos possuem menos do que 5 mil ha (Ribeiro *et al.*, 2009).

Frente à alta diversidade de espécies e ao estado de fragmentação florestal, existe um interesse natural dos cientistas em saber quais locais/regiões desse domínio detêm as maiores riquezas de espécies. Desta forma, vários estudos são enfáticos em destacar a elevada riqueza encontrada, mas poucas análises compararam a riqueza local, ou diversidade alfa, entre diferentes locais (Gentry, 1988; Phillips *et al.*, 1994; Oliveira, 2006). No domínio da Floresta Atlântica brasileira, maior diversidade alfa

é observada para as florestas ombrófilas, mais próximas ao oceano, quando comparadas a florestas estacionais, mais interioranas, no estado de São Paulo (Oliveira, 2006). Alguns fatores ambientais que explicam variações na riqueza entre sítios são: precipitação, duração da estação seca e altitude (Gentry, 1988; Phillips *et al.*, 1994; Leigh *et al.*, 2004; Oliveira, 2006).

Tabarelli & Mantovani (1999) levantaram a hipótese de que a Floresta Atlântica da Serra do Mar em São Paulo apresenta menor riqueza do que a Floresta Atlântica nos estados do Espírito Santo e Bahia. Provavelmente, o maior viés metodológico que restringe este tipo de comparação é que a riqueza é fortemente dependente do tamanho da amostra e mais espécies são esperadas quanto maior o número de indivíduos amostrados (Gotelli & Colwell, 2001). Portanto, para qualquer comparação entre áreas, o primeiro passo é eliminar o efeito da densidade de indivíduos sobre a riqueza (Phillips *et al.*, 1994; Denslow, 1995; Cannon *et al.*, 1998; Vandermeer *et al.*, 2000; Gotelli & Colwell, 2001). De posse de um banco de dados mais atualizado e de análises sobre a riqueza de espécies menos enviesadas, neste trabalho perguntamos: as florestas do norte do Espírito Santo e sul da Bahia são mais ricas em espécies arbóreas do que outras florestas do sul e sudeste do Brasil?

METODOLOGIA

Para responder à pergunta selecionamos da literatura 100 levantamentos fitossociológicos na Floresta Atlântica (Figura 1). Os levantamentos foram divididos em quatro grupos fitofisionômicos: 17 em Floresta Ombrófila Mista, 38 em Floresta Estacional Semidecidual (principalmente de MG e SP), 31 em Florestas Ombrófilas (de SP e RJ) e 14 nas Florestas do sul da Bahia e norte do Espírito Santo (Florestas Ombrófilas na BA e Floresta Estacional Perenifólia no norte do ES). O município de Santa Teresa, um pouco ao sul do rio Doce foi incluído na região norte do Espírito Santo. Não incluímos áreas do nordeste porque não tivemos acesso a uma quantidade razoável de áreas para análise. Quando algum estudo realizou os levantamentos em fragmentos vizinhos, os dados podem ter sido considerados como uma amostragem única para aumentar o número de indivíduos amostrados (p.ex., Pessoa & Oliveira, 2006, 3 fragmentos com 600 m de distância aproximada entre si).

A primeira análise consistiu na estimação da riqueza média para amostras de 500 indivíduos (S500), retirados de cada um dos 100 levantamentos, através do método de rarefação (Phillips *et al.*, 1994). A análise foi feita com o Software EcoSim 7.0, com 1.000 reamostragens por

levantamento (Gotelli & Entsminger, 2001). Valores estimados de S500 foram normalizados por meio de transformação por raiz quadrada e submetidos à análise de variância para comparação da média entre os quatro grupos fisionômicos, sendo utilizado o teste de Tukey. Para esta análise utilizamos o Programa SAS (Statistical Analysis System, 1999).

Adicionalmente, agrupamos os valores de S500 em classes de riqueza com 20 espécies para obter uma visão da distribuição e amplitude de variação da riqueza em cada grupo fisionômico. Também plotamos curvas de rarefação dos sítios mais ricos em espécies das florestas estacionais (SP, MG, RJ e ES), das florestas ombrófilas (SP e RJ) e das florestas do norte do ES e sul da BA. Para estas áreas mais ricas em espécies foram discutidos os possíveis vieses metodológicos.

RESULTADOS & DISCUSSÃO

As florestas no norte do Espírito Santo e Sul da Bahia são, em média mais ricas em espécies (S500=176,7 + 27,6) que as florestas ombrófilas de SP/RJ (109,3 ± 19,6), as florestas estacionais semidecíduas de SP/MG/RJ/ES (89,3 ± 19,7) e as florestas mistas (49,7 ± 12,2) (Tabela 1).

Tabela 1: Comparação da riqueza média (S500) entre quatro fisionomias florestais da Floresta Atlântica. Médias seguidas por letras iguais não apresentam diferença estatística significativa ($p > 0,05$).

Fisionomia	Região	N	S500
FO Mista	RS	6	44,9
	SC	4	54,0
	PR	6	52,3
	SP	1	45,7
	Média	17	49,7 (±12,2 dp) a
FE Semidecídua	SP	19	81,9
	MG	15	96,9
	RJ/ES	4	96,2
	Média	38	89,3 (±19,7) b
FO Densa SP/RJ	SP	27	108,7
	RJ	4	113,3
	Média	31	109,3 (±19,6) c
Florestas ES/BA	ES	7	169,1
	BA	7	184,4
	Média	14	176,7 (±27,6) d

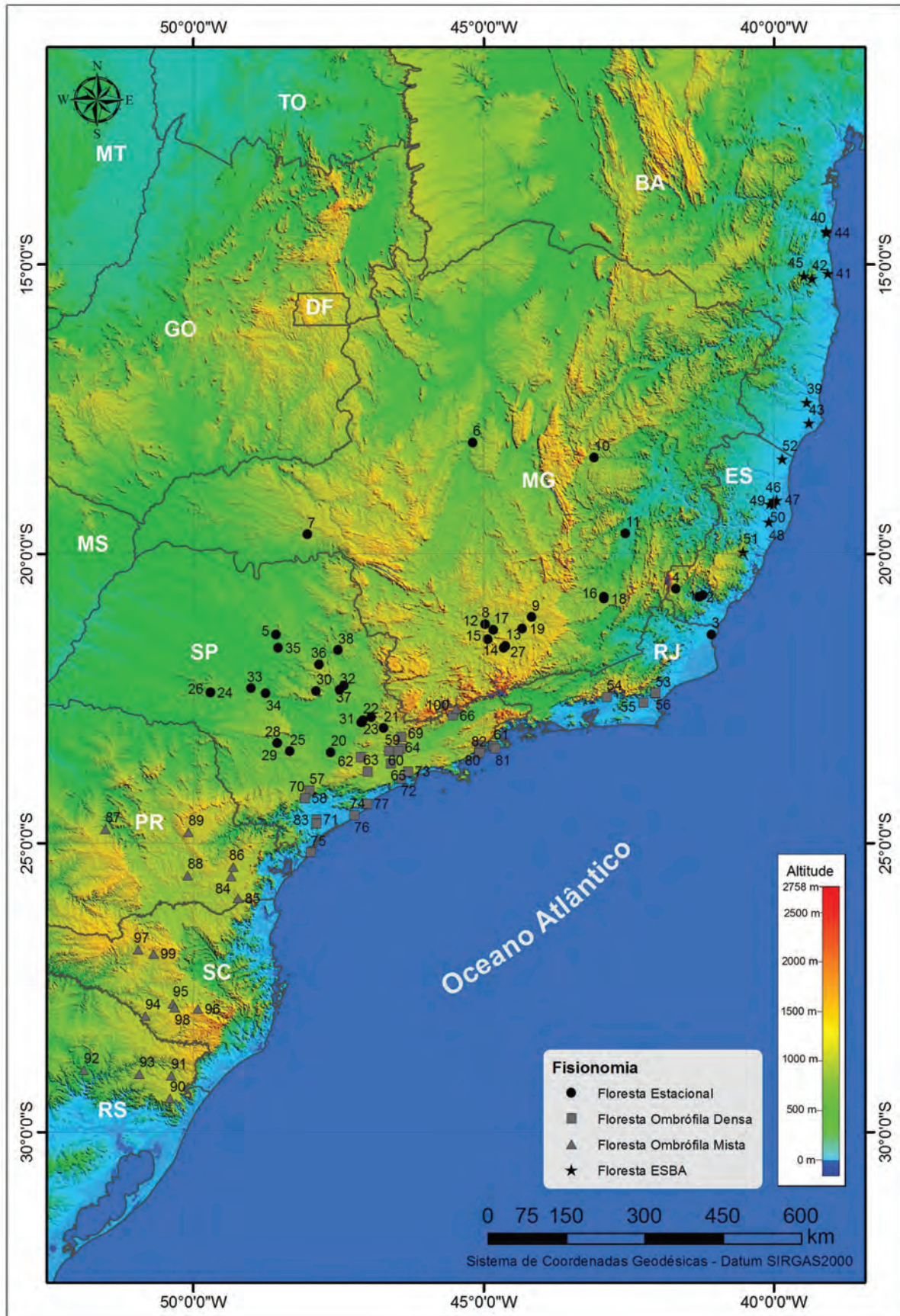


Figura 1: Localização de 100 áreas de estudos fitossociológicos consideradas nesta análise.

A distribuição da riqueza (S500) em classes com intervalo de 20 espécies está apresentada na Figura 2. Como pode ser observado nesta Figura, a classe de maior frequência de cada uma das distribuições se desloca de forma crescente da floresta mista para floresta estacional semidecídua, floresta ombrófila de SP e RJ e florestas do sul da BA e norte do ES. A maioria dos sítios em floresta mista apresenta riqueza S500 de até 60 espécies e nenhum ultrapassa 80 espécies. Para a floresta estacional semidecidual, a maioria dos sítios apresenta S500 entre 80 e 100 espécies e dois atingem a classe de 120 a 140 espécies. As florestas ombrófilas de SP e RJ apresentam a maior parte dos sítios distribuídos igualmente em duas classes de riqueza, de 100 a 120 e de 120 a 140 espécies, e apenas um sítio entre 140 a 160 espécies. As florestas do sul da Bahia e norte do ES apresentam maior número de sítios na classe de 160 a 180 espécies e três sítios na classe acima de 200 espécies.

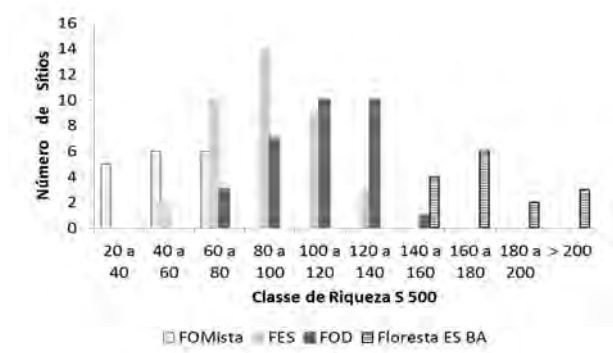


Figura 2: Distribuição de S500 por classes com intervalo de 20 espécies para as fisionomias florestais analisadas.

A maior riqueza média obtida para a Floresta Atlântica do sul da Bahia e norte do Espírito Santo, em relação às florestas do sul/sudeste da Mata Atlântica, confirma a hipótese de Tabarelli & Mantovani (1999). Entretanto, são necessários cuidados na interpretação dos resultados.

Primeiramente devem ser considerados os possíveis distúrbios passados. Boa parte da Floresta Atlântica encontra-se bastante fragmentada (Ribeiro *et al.*, 1999), constituindo geralmente florestas secundárias regeneradas após corte raso ou que foram exploradas seletivamente. Os remanescentes mais bem conservados encontram-se em áreas protegidas ou em regiões de difícil acesso, na Serra do Mar de São Paulo e Paraná. Porém, mesmo estas áreas podem ter

sua estrutura alterada pela extração intensiva de plantas e pela caça (Galetti & Fernandez, 1998; Pizo & Vieira, 2004; Wilkie *et al.*, 2011). É provável que essas alterações influam nas análises de riqueza de espécies, porém, estes efeitos não foram controlados em nossas análises, em razão da dificuldade em se obter informações precisas sobre o histórico de alteração para todas as áreas levantadas.

Por outro lado, é provável que esse efeito confundido seja minimizado pelo grande número de áreas utilizadas para as análises. Além disso, descartamos os levantamentos em áreas com regeneração recente, mas não foi possível incluir apenas as florestas maduras ou bem conservadas, em decorrência do pequeno número de levantamentos disponíveis, principalmente em florestas estacionais semidecíduas. Também deve ser considerado que florestas moderadamente perturbadas podem apresentar riqueza superior à de florestas maduras ou conservadas, conforme pressupõe a hipótese dos distúrbios intermediários (Sheil & Burslem, 2003) e já observados em algumas paisagens da Floresta Atlântica (veja Magnago *et al.*, 2014).

Com relação às diferenças metodológicas entre levantamentos, alguns estudos usam como critério de inclusão de árvores na amostragem com o diâmetro mínimo de 5 cm, enquanto que outros usam 10 cm. Uns fizeram a amostragem através do método de quadrantes, outros através de parcelas. Alguns trabalhos utilizaram parcela única e outros usaram várias parcelas, distribuídas de maneira aleatória ou sistemática. Para contornar estes problemas e possibilitar as comparações, a opção foi selecionar as áreas mais ricas em espécies de cada fisionomia e discutir como cada metodologia pode ter superestimado ou subestimado a riqueza de S500. Entre os 100 estudos selecionados, os mais ricos em espécies (S500) de cada fisionomia são apresentados na Tabela 2.

Com relação ao critério de inclusão de diâmetros, a maioria dos sítios mais ricos em cada fisionomia adotou o critério 5 cm, ou valor próximo, para o menor diâmetro incluído no levantamento. Comparando valores de riqueza para levantamentos em floresta no Panamá, Condit *et al.* (1996) demonstraram que esse critério não é um fator com grande influência nos resultados

Tabela 2: Estimativas de S500 para os sítios mais ricos em espécies vegetais na Mata Atlântica nos grupos fisionômicos analisados.

Fisionomia	Sítio*1	Parcelas ou quadrantes (pq)	Dap	N	S	S500	Fisher
Floresta Estacional SP/MG/RJ/ES	FES 04-MG	200 pq	4,8	800	143	118,7	50,71
	FES 22-SP	135 pq	5,0	523	133	130,4	57,54
	FES 11-MG	20 de 10x50 m	5,0	1623	209	130,5	63,83
Floresta Ombrófila SP/RJ	FOD 12-SP	64 de 10x90 m	5,0	9437	252	136,2	47,59
	FOD 16-SP	1 de 100x100 m	4,8	1816	206	138,6	59,78
	FOD 10-SP	600 pq	5,0	2400	260	147,8	74,12
Florestas Norte do ES	ESBA 27-ES	10 de 20x50 m	10,0	581	157	147,0	70,67
	ESBA 25-ES	1 de 100x100 m	5,0	1519	265	171,7	92,85
	ESBA 23-ES	250 de 20x80 m	10,0	19532	403	177,7	71,85
	ESBA 26-ES	35 de 20x50 m	5,0	2532	323	184,6	98,26
	ESBA 24-ES	3 de 10x340 m	6,4	2173	384	215,3	135,40
Florestas Sul da BA	ESBA 33-BA	150 pq	10,0	600	178	164,9	85,52
	ESBA 30-BA	1 de 50x100 m	5,0	1496	279	170,6	101,10
	ESBA 31-BA	1 de 10x1000 m	5,0	1400	264	172,0	96,20
	ESBA 34-BA	2 de 5x200 m	2,5	559	202	191,5	113,60
	ESBA 28-BA	1 de 20x500 m	5,0	2530	459	220,0	164,00
	ESBA 32-BA	10 de 2x50 m	4,8	516	227	223,1	154,80

4 * FES 04-MG (Parque Estadual do Rio Doce, Lopes *et al.*, 2002); FES 22-SP (São José do Barreiro, Freitas, 2010); FES 11-MG (Viçosa, Mata do seu Nico, Santos *et al.*, 2013); FOD 12-SP (Parque Estadual de Carlos Botelho-SP; Aguiar, 2003, Grade 1); FOD 16-SP (Parque Estadual da Serra do Mar-SP, Rochele *et al.*, 2011, Plot J); FOD 10-SP (Cotia, Reserva de Morro Grande, Catharino *et al.*, 2006); ESBA 27-ES (Flona Goytacazes, Gomes, 2006); ESBA 25-ES (Reserva Biológica de Sooretama, Paula & Soares, 2011); ESBA 23-ES (Reserva Natural Vale, Jesus & Rolim, 2005); ESBA 26-ES (Reserva Natural Vale, Lopez, 1996); ESBA 24-ES (Estação Biológica de Santa Lúcia, Saiter *et al.*, 2011); ESBA 33-BA (Fazenda dois de Julho, Mori *et al.*, 1983); ESBA 30-BA (Alcobaça, Ignácio, 2007); ESBA 31-BA (Serra do Teimoso, Thomas *et al.*, 2009); ESBA 28-BA (Serra Grande, Thomas *et al.*, 2008); ESBA 34-BA (Serra Bonita, Rocha & Amorin, 2011); ESBA 32-BA (Serra do Conduru, Martini *et al.*, 2007).

quando se utiliza a técnica de rarefação.

Com relação ao método de amostragem, a maioria dos 100 estudos utilizou o método de parcelas. Alguns dos sítios mais ricos em espécies arbóreas na floresta estacional e na floresta ombrófila do RJ e SP foram amostrados com o método de quadrantes. Quando se iguala o esforço pelo número de indivíduos não existe vantagem entre método de quadrantes e parcelas (Aguiar, 2003). Além disso, apenas um sítio da Floresta Atlântica da BA/ES foi amostrado com este método, de forma que se houve alguma influência do método, a maior estimativa seria nas florestas de SP e RJ e mesmo assim, não suficiente para superar a maior riqueza da Floresta Atlântica da BA/ES. Consideramos que o método de amostragem e o critério de inclusão não afetaram os resultados obtidos.

A escala de distribuição das amostras é outro fator que pode afetar a riqueza estimada. Para uma mesma área amostral, é esperado que parcelas contíguas apresentem menos espécies

que parcelas dispersas (Palmer & White, 1994). Também é esperada maior riqueza em parcelas retangulares quando comparadas a parcelas quadradas (Condit *et al.*, 1996). Em parcela única ou parcelas muito próximas, a adição de novas espécies é mais lenta que em parcelas distribuídas amplamente, devido ao forte efeito de autocorrelação espacial em parcelas próximas. Tanto o formato retangular, como a maior área de amostragem, implica em maior inclusão de heterogeneidade espacial e provavelmente em maior taxa de acúmulo de novas espécies (He & Legendre, 1996). Ou seja, é esperado que as áreas mais ricas amostradas em parcela única tenham riqueza S500 subestimada.

Esse pode ser o caso da floresta ombrófila de SP e RJ, por exemplo, na região de Picinguaba (Rochele *et al.*, 2011), onde S500 foi igual a 138,6 espécies, em parcela única de 100 x 100 m. Entretanto, essa subestimativa em parcela única não é necessariamente muito menor. Por exemplo, na parcela única de 100 x 100 m na

Rebio de Sooretama (Paula & Soares, 2011) S500 foi igual a 171,7 espécies e, na Reserva de Linhares, com 250 parcelas de 20 x 80 m (Jesus & Rolim, 2005) S500 foi igual a 177,7. Ou seja, mesmo com um esforço quase 40 vezes maior e mais de duas centenas de parcelas menores dispostas na floresta, a diferença de riqueza entre estas duas áreas bastante próximas foi de menos de 4% no número de espécies.

Estes exemplos nos permitem discutir que, para certas áreas, os efeitos da amostragem podem ser mínimos e assim nos possibilitaram considerar, com alguma flexibilidade, que a escala de amostragem não deve ter sido um forte agente influenciador na riqueza média geral obtida entre as fisionomias. Contudo, a generalização sobre este padrão é complexa e requer estudos mais elaborados para melhores interpretações da relação entre métodos de amostragem e riqueza de espécies.

Vale destacar ainda que os três sítios mais ricos em espécies foram Estação Biológica de Santa Lúcia em Santa Teresa (ES), com S500 igual a 215,3 espécies (Saiter *et al.*, 2011); Serra Grande na Bahia, com S500 igual a 220 espécies (Thomas *et al.*, 2008) e Serra do

Conduru, também na Bahia com S500 igual a 223,1 espécies (Martini *et al.*, 2007). Utilizando a inferência pelo intervalo de confiança, a estimativa de S500 não difere entre estes três sítios (Figura 3).

Deve ser considerado, entretanto, que para obter S500 para a Serra do Conduru, foram unificados dados de três áreas próximas de diferentes estágios sucessionais, onde cada área apresenta em média 257 indivíduos, insuficiente para se obter S500. Ao juntar as três áreas podemos ter inflacionado a riqueza de S500, já que a composição de espécies em diferentes estágios sucessionais ou mesmo entre fragmentos de Floresta Atlântica tende a ser diferente (Magnago *et al.*, 2011; Magnago *et al.*, 2014). Todavia, Martini *et al.* (2007) analisaram e compararam a riqueza na Serra do Conduru com outros levantamentos de amostragem semelhante nos trópicos, inclusive com Serra Grande, e concluem pela alta riqueza, que está entre as maiores do mundo. Os maiores valores de S500, obtidos para sítios tropicais estão em Lambir, Sarawak, em Yanamono, no Peru, com S500 igual a 235 e 267 espécies, respectivamente (Phillips *et al.*, 1994).

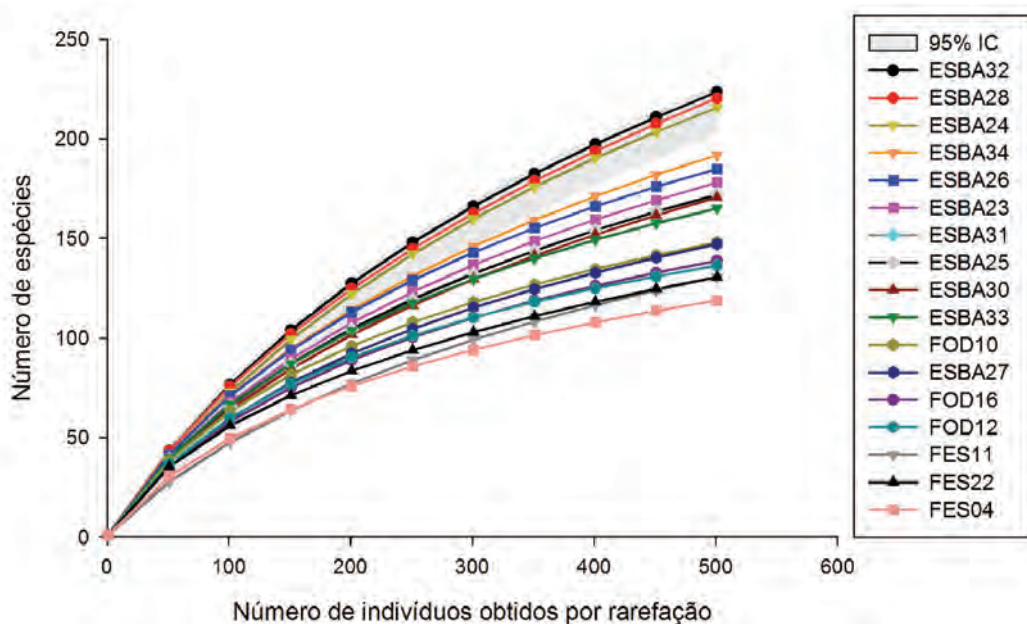


Figura 3: Riqueza estimada por rarefação para os sítios mais ricos em espécies no domínio da Floresta Atlântica: em florestas estacionais (FES), ombrófilas do RJ e SP (FOD) e do norte do Espírito Santo e sul da Bahia (ESBA). As linhas estão plotadas na mesma ordem apresentada na legenda. A área sombreada (cinza claro) representa o intervalo de confiança a 95% dos extremos das três curvas com maior riqueza de espécies.

Embora possamos concluir pela maior riqueza de espécies arbóreas nas florestas do norte do Espírito Santo e sul da Bahia, ainda permanece uma questão: quais seriam os fatores responsáveis pela elevada riqueza de espécies arbóreas nesta região da Floresta Atlântica? Aqui nós não exploramos os possíveis fatores ambientais que podem explicar variações na riqueza entre sítios, mas abordamos a provável influência dos fatores biogeográficos na determinação do conjunto de espécies da região norte do Espírito Santo ao sul da Bahia. Como apontado por Siqueira (1994), a elevada riqueza de espécies nesta região pode ser consequência de sua localização em área de transição entre as floras do nordeste e sudeste/sul. O rio Doce é considerado um importante divisor biogeográfico na Floresta Atlântica, pelo menos até meados do quaternário, quando ocorreu a última grande regressão marinha (Silva, 2008), o que pode explicar em parte esta diferenciação das floras do nordeste e sudeste/sul.

Buso Jr. *et al.* (2013) citam que o clima da região de Linhares era mais úmido entre 4 e 7 mil anos atrás, com presença marcante de Arecaceae e Cyatheaceae, as quais diminuem em abundância de quatro mil anos atrás até o presente, quando o inverno se tornou mais seco e o clima mais sazonal. Saiter *et al.* (2016) sugerem que o estabelecimento deste clima mais sazonal no norte do Espírito Santo pode ter eliminado algumas espécies, levando a mudanças na composição florística, diminuindo a similaridade com a flora “pluvial” baiana.

Baseado na composição isotópica de carbono na matéria orgânica, Buso Jr. *et al.* (2014) inferiram que a região norte do Espírito Santo teria cobertura florestal pelo menos desde o Pleistoceno tardio, cerca de 17 mil anos antes do presente. Naquela época, outras áreas de Floresta Atlântica, como as do alto rio Doce, em Minas Gerais e do alto rio Paraíba do Sul, em São Paulo (Morro de Itapeva), provavelmente regrediram sob climas mais frios e secos para dar lugar a vegetação aberta ou campestre (Behling *et al.*, 2002). Diferente destas, a floresta do norte do Espírito Santo pode ter funcionado como um dos raros refúgios na região costeira (Buso Jr. *et al.*, 2014).

Além da questão dos refúgios pleistocênicos, pode ser ressaltado que, embora a vegetação da caatinga tenha predominado na região nordestina entre 42 e 8,5 mil anos antes do presente, ocorreram

alguns curtos períodos de umidade neste intervalo, que podem ter favorecido as relações florísticas entre a flora amazônica e atlântica (Behling *et al.*, 2000). Um fato marcante é que cerca de 7 a 8% de espécies vegetais da região norte do Espírito Santo e sul da Bahia são disjuntas com a Amazônia, sendo este um indicativo importante de conexões florísticas pretéritas (Mori *et al.*, 1981; Thomas *et al.*, 1998; Fiaschi & Pirani, 2009). Thomas *et al.* (1998) registraram um nível de endemismo de espécies da flora em torno de 27% para esta região. Em estudos posteriores, os níveis de endemismo em plantas no sul da Bahia se mantêm altos, em destaque para os índices encontrados em plantas arbustivo/arbóreas (Amorim *et al.*, 2009; Coelho & Amorim, 2014) ou em plantas epífitas (Leitman *et al.*, 2015), todos executados em áreas de florestas acima de 600 metros sobre o nível do mar. Estes eventos e conexões também podem ter favorecido a elevada riqueza de espécies na região norte do Espírito Santo e Sul da Bahia.

Frente aos resultados obtidos, podemos concluir que: (i) embora a Floresta Atlântica seja de fato detentora de uma elevada riqueza de espécies arbóreas, essa riqueza não se distribui equitativamente entre as fitofisionomias que a compõe; (ii) a região que se mostrou mais rica em espécies arbóreas foi a região sul da Bahia e norte do Espírito Santo (incluindo Santa Teresa). Certamente a história natural que moldou a flora de cada uma das regiões estudadas foi diferente, culminando assim na atual distribuição dessa riqueza de espécies. De fato, compreender os eventos histórico-evolutivos responsáveis pela atual riqueza florística das diferentes fitofisionomias e regiões da Floresta Atlântica constitui um dos maiores (e estimulantes) desafios para pesquisadores dedicados ao estudo da diversidade vegetal desse bioma. Portanto, esperamos que as ideias apresentadas nesse capítulo possam contribuir para futuras discussões sobre a fitogeografia da Floresta Atlântica e as implicações para a sua conservação.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Aguiar, O.T. 2003. Comparação entre os métodos de quadrantes e parcelas na caracterização da composição florística e fitossociológica de um trecho de floresta ombrófila densa no Parque Estadual “Carlos

- Botelho”- São Miguel Arcanjo, São Paulo. Dissertação de mestrado, Universidade de São Paulo, 119p.
- Amorim, A.M.; Jardim, J.G.; Lopes, M.M.M.; Fiaschi, P.; Borges, R.A.X.; Perdiz, R.O.; Thomas, W.W. 2009. Angiospermas em remanescentes de Floresta Montana no sul da Bahia, Brasil. *Biota Neotropica* 9: 313–348.
- Behling, H.; Arz, H.W.; Pätzold, J.; Wefer, G. 2002. Late Quaternary vegetational and climate dynamics in southeastern Brazil, inferences from marine cores GeoB 3229-2 and GeoB 3202-1. *Palaeogeography, Palaeoclimatology, Palaeoecology* 179: 227–243.
- Behling, H.; Arz, H.W.; Pätzold, J.; Wefer., G. 2000. Late Quaternary vegetational and climatic dynamics in northeastern Brazil, inferences from marine core GeoB 3104-1. *Quaternary Science Review* 19: 981–994.
- Buso Jr., A.A.; Pessenda, L.C.R.; Oliveira, P.E.; Cohen, M.C.L.; Giannini, P.C.F.; Volkmer-Ribeiro, C.; Oliveira, S.M.B.; Rossetti, D.F.; Lorente, F.L.; Borotti Filho, M.A.; Schiavo, J.A.; Guimarães, J.T.F.; França, M.C.; Silva, J.P.; Siqueira, G.S.; Castro, D.F.; Fornari, M.; Villagrán, X.S.; Alves, I.C.C.; Rodrigues, C.G.; Mafra, C.N. 2014. Pleistoceno Tardio e Holoceno do Bioma Mata Atlântica Espírito Santo. In: Carvalho, I.S.; Garcia, M.J.; Lana, C.C.; Strohschoen Jr., Oscar (eds). *Paleontologia: Cenários de vida – Paleoclimas*, vol 5. Editora Interciência.
- Buso Jr., A.A.; Pessenda, L.C.R.; Oliveira, P.E.; Giannini, P.C.F.; Cohen, M.C.L.; Volkmer-Ribeiro, C.; Oliveira, S.M.B.; Rossetti, D.F.; Lorente, F.L.; Borotti Filho, M.A.; Schiavo, J.A.; Bendassolli, J.A. França, M.C.; Guimarães, J.T.F.; Siqueira, G.S. 2013. Late Pleistocene and Holocene Vegetation, Climate Dynamics, and Amazonian Taxa in the Atlantic Forest, Linhares, SE Brazil. *Radiocarbon* 55: 1747–1762.
- Cannon, C.H.; Peart, D.R.; Leighton, M. 1998. Tree species diversity in commercially logged Bornean rainforest. *Science* 281: 1366–1368.
- Catharino, E.L.M.; Bernacci, L.C.; Franco, G.A.D.C.; Durigan, G.; Metzger, J.P. 2006. Aspectos da composição e diversidade do componente arbóreo das florestas da Reserva Florestal do Morro Grande, Cotia, SP. *Biota Neotropica* 6: 1–33.
- Coelho, M.M.; Amorim, A.M. 2014. Floristic composition of the Montane Forest in the Almadina-Barro Preto axis, Southern Bahia, Brazil. *Biota Neotropica* 14: 1–41.
- Condit, R.; Hubbell, S.P.; Foster, R.B. 1996. Changes in tree species abundance in a Neotropical forest over eight years: impact of climate change. *Journal of Tropical Ecology* 12: 231–256.
- De Paula, A.; Soares, J.J. 2011. Estrutura horizontal de um trecho de floresta ombrófila densa das terras baixas na Reserva Biológica de Sooretama, Linhares, ES. *Floresta* 41: 321–334.
- Denslow, J.S. 1995. Disturbance and diversity in tropical rain forests: the density effect. *Ecological Applications* 5: 962–968.
- Fiaschi, P.; Pirani, J.R. 2009. Review of plant biogeographic studies in Brazil. *Journal of Systematics and Evolution* 47: 477–496.
- Forzza, R.C.; Baumgratz, J.F.A.; Bicudo, C.E.M.; Canhos, D.A.L.; Carvalho Jr., A.A.; Coelho, M.A.N.; Costa, A.F.; Costa, D.P.; Hopkins, M.G.; Leitman, P.M.; Lohmann, L.G.; Nic Lughadha, E.; Maia, L.C.; Martinelli, G.; Menezes, M.; Morim, M.P.; Peixoto, A.L.; Pirani, J.R.; Prado, J.; Queiroz, L.P.; Souza, S.; Souza, V.C.; Stehmann, J.R.; Sylvestre, L.S.; Walter, B.M.T.; Zappi, D.C. 2012. New Brazilian Floristic List Highlights Conservation Challenges. *BioScience* 62: 39–45.
- Freitas, H. S. 2010. Caracterização florística e estrutural do componente arbóreo de três fragmentos de Floresta Estacional Semidecidual da região leste do vale do Paraíba – SP. Dissertação de Mestrado, Instituto de Biociências USP, 223p.
- Galetti, M.; Fernandez, J.C. 1998. Palm heart harvesting in the Brazilian Atlantic Forest: changes in industry structure and the illegal trade. *Journal of Applied Ecology* 35: 294–301.
- Gentry, A.H. 1988. Tree species richness of upper amazonian forests. *Proceedings of the National Academy of Sciences* 85: 156–159.
- Gomes, J.M.L. 2006. Regeneração natural em uma floresta ombrófila densa aluvial sob diferentes usos do solo no delta do rio Doce. 129 p. Tese, Universidade Estadual Norte Fluminense.
- Gotelli, N.J.; Colwell, R.K. 2001. Quantifying biodiversity: procedures and pitfalls in the measurement and Comparison of species richness. *Ecology Letters* 4: 379–391.
- Gotelli, N.J.; Entsminger, G.L. 2001. EcoSim: Null models software for ecology. Version 7.0. Acquired Intelligence Inc. & Kesey-Bear. <http://homepages.together.net/~gentsmin/ecosim.htm>.
- He, F.; Legendre, P. 1996. On species-area relations. *American Naturalist* 148: 719–737.
- Ignácio, M. 2007. Estrutura, diversidade e dispersão em Floresta Ombrófila Densa no Sul da Bahia, Brasil. Dissertação (Mestrado em Botânica) - Universidade Federal de Viçosa, 90P.
- Jesus, R.M.; Rolim, S.G. 2005. Fitossociologia da Mata Atlântica de Tabuleiro. *Boletim Técnico da Sociedade*

- de Investigações Florestais 19: 1-149.
- Leigh, E.G.; Davidar, P.; Dick, C.W.; Puyravaud, J.P.; Terborgh, J.; ter Steege, H. & Wright, S.J. 2004. Why do some tropical forests have so many species of trees? *Biotropica* 36: 447-473.
- Leitman, P.M.; Amorim, A.M.; Sansevero, J.B.B.; Forzza, R.C. 2015. Floristic patterns of the epiphytes in the Brazilian Atlantic Forest, a biodiversity hotspot. *Botanical Journal of Linnean Society* 179: 587-601.
- Lopes, W.P.; Silva, A.F.; Souza, A.L.; Meira Neto, J.A.A. 2002. Estrutura fitossociológica de um trecho de vegetação arbórea no Parque Estadual do Rio Doce - Minas Gerais, Brasil. *Acta Botanica Brasílica* 16: 443-456.
- Lopez, J.A. 1996. Caracterização fitossociológica e avaliação econômica de um fragmento de mata atlântica secundária, município de Linhares (ES). Viçosa, 71p. Dissertação (M.S.) - Universidade Federal de Viçosa.
- Magnago, L.F.S.; Edwards, D.P.; Edwards, F.A.; Magrath, A.; Martins, S.V.; Laurance, W.F.; Bellingham, P. 2014. Functional attributes change but functional richness is unchanged after fragmentation of Brazilian Atlantic forests. *Journal of Ecology* 102: 475-485.
- Magnago, L.F.S.; Simonelli, M.; Martins, S.V.; Matos, F.A.R.; Demuner, V.G. 2011. Variações estruturais e características edáficas em diferentes estádios sucessionais de floresta ciliar de Tabuleiro, ES. *Revista Árvore* 35: 445-456.
- Martini, A.M.Z.; Fiaschi, P.; Amorim, A.M. & Paixão, J.L. 2007. A hot-point within a hot-spot: a high diversity site in Brazil's Atlantic Forest. *Biodiversity and Conservation* 16: 3111-3128.
- Mori, S.A.; Boom, B.M.; Carvalho, A.M.; Santos, T.S. 1983. South Bahia moist forest. *Botanical Review* 49: 155-232.
- Mori, S.A.; Boom, B.M.; Prance, G.T. 1981. Distribution patterns and conservation of eastern Brazilian coastal forest tree species. *Brittonia* 33: 233-245.
- Myers, N.; Mittermeier, R.A.; Mittermeier, C.G.; da Fonseca, G.A.B.; Kent, J. 2000. Biodiversity hotspots for conservation priorities. *Nature* 403: 853-858.
- Oliveira, R.J. 2006. Variação da Composição florística e da diversidade alfa das florestas atlânticas no estado de São Paulo. Tese de Doutorado, Instituto de Biologia Unicamp, 144p.
- Oliveira-Filho, A.T.; Fontes, M.A.L. 2000. Patterns of floristic differentiation among Atlantic forests in southeastern Brazil, and the influence of climate. *Biotropica* 32: 793-810.
- Palmer, M.W.; White, P.S. 1994. On the existence of communities. *Journal of Vegetation Science* 5: 279-282.
- Pessoa, S.V.A.; Oliveira, R.R. 2006. Análise estrutural da vegetação arbórea em três fragmentos florestais na Reserva Biológica Poço das Antas, Rio de Janeiro, Brasil. *Rodriguésia* 57: 391-411.
- Phillips, O.L.; Hall, P.; Gentry, A.H.; Sawyer, S.A.; Vásquez, R. 1994. Dynamics and species richness of tropical rain forests. *Proceedings of the National Academy of Sciences* 91: 2805-2809.
- Pizo, M.A.; Vieira, E.M. 2004. Palm Harvesting Affects seed predation of *Euterpe edulis*, a threatened palm of the Brazilian Atlantic forest. *Brazilian Journal of Biology* 64: 669-676.
- Ribeiro, M.C.; Metzger, J.P.; Martensen, A.C.; Ponzoni, F.J. & Hirota, M.M. 2009. The Brazilian Atlantic Forest: How much is left, and how is the remaining forest distributed? Implications for conservation. *Biological Conservation* 142: 1141-1153.
- Rocha, D.S.B.; Amorim, A.M.A. 2012. Heterogeneidade altitudinal na Floresta Atlântica setentrional: um estudo de caso no sul da Bahia, Brasil. *Acta Botanica Brasílica* 26: 309-327.
- Rochelle, A.L.C.; Cielo-Filho, R.; Martins, F.R. 2011. Florística e estrutura da comunidade arbórea de um trecho de Floresta Ombrófila Densa Atlântica Submontana no Parque Estadual da Serra do Mar, em Ubatuba/SP, Brasil. *Biota Neotropica* 11: 337-346.
- Saiter, F.Z.; Rolim, S.G.; Oliveira-Filho, A.T. A Floresta de Linhares no contexto fitogeográfico do leste do Brasil. 2016. In: Rolim, S.G.; Menezes, L.F.T & Srbek-Araujo, A.C. (Eds.). *Floresta Atlântica de Tabuleiro: Diversidade e Endemismos na Reserva Natural Vale*, 496p.
- Saiter, F.Z.; Guilherme, F.A.G.; Thomaz, L.D.; Wendt, T. 2011. Tree changes in a mature rainforest with high diversity and endemism on the Brazilian coast. *Biodiversity and Conservation* 20: 1921-1949.
- Santos, M.L.; Meira Neto, J.A.A.; Silva, A.F.; Martins, S.V.; Campos, E.P. 2013. Estrutura Fitossociológica e Raridade em Um Trecho de Floresta Estacional Semidecidual Primária na Zona da Mata de Minas Gerais. *Global Science and Technology* 6: 101-117.
- SAS. 1999. Statistical Analysis System Software. Version 9.1. Cary, North Carolina: SAS Institute Inc.
- Scudeller V.V.; Martins F.R.; Shepherd G.J. 2001. Distribution and abundance of arboreal species in the Atlantic ombrophilous dense forest in southeastern Brazil. *Plant Ecology* 152: 185-199.
- Sheil, D.; Burslem, D.F.R.P. 2003. Disturbing hypotheses in tropical forests. *Trends in Ecology & Evolution* 18: 18-26.
- Silva, M.B. 2008. Biogeografia de opiliões Gonyleptidae

- na Mata Atlântica, com revisão sistemática da subfamília hernandariinae (Arachnida, Opiliones). Tese de Doutorado, Instituto de Biociências, USP, 366p.
- Siqueira, M.F. 1994. Análise florística e ordenação de espécies arbóreas da Mata Atlântica através de dados binários. Dissertação de Mestrado, Universidade Estadual de Campinas, Campinas, 142p.
- Tabarelli, M.; Mantovani, W. 1999. A riqueza de espécies arbóreas na floresta atlântica de encosta no estado de São Paulo (Brasil). *Revista Brasileira de Botânica* 22: 217-223.
- Thomas, W.W.; Carvalho, A.M.V.; Amorim, A.M.; Hanks, J.G.; Santos, T.S. 2008. Diversity of wood plants in the Atlantic coastal forest of southern Bahia, Brazil. *Memoirs of the New York Botanical Garden* 100: 21-66.
- Thomas, W.W.; Carvalho, A.M.V.; Amorim, A.M.A.; Garrison, J.; Arbeláez, A.L. 1998. Plant endemism in two forests in southern Bahia, Brazil. *Biodiversity and Conservation* 7: 311-322.
- Thomas, W.W.; Jardim, J.G.; Fiaschi, P.; Mariano-Neto, E.; Amorim, A.M.A. 2009. Composição Florística e Estrutura do Componente Arbóreo de uma Área Transicional de Floresta Atlântica no Sul da Bahia, Brasil. *Revista Brasileira de Botânica* 32: 65-78.
- Vandermeer, J.; Granzow De La Cerda, I.; Boucher, D.; Perfecto, I.; Ruiz, J. 2000. Hurricane Disturbance and Tropical Tree Species Diversity. *Science* 290: 788-791.
- Wilkie, D.S.; Bennett, E.L.; Peres, C.A. and Cunningham, A.A. 2011. The empty forest revisited. *Annals of the New York Academy of Sciences* 1223: 120-128.

7 FORMAS DE HÚMUS COMO INDICADOR FUNCIONAL DE ECOSISTEMAS EMERGENTES NA FLORESTA DE TABULEIRO

Irene Garay, Ricardo Finotti, Andreia Kindel, Marcos Louzada, Maria Cecília Rizzini & Daniel Vidal Pérez

INTRODUÇÃO

Nas últimas décadas, estimativas revelam que somente menos da metade dos remanescentes florestais com dossel fechado permaneceram sem interferência humana e que 60% do total das florestas tropicais são florestas secundárias ou degradadas (UNEP, 2001; Itto, 2002; Asner *et al.*, 2005). Em tal perspectiva, o maior desafio é de considerar não somente o efeito do desmatamento extensivo da floresta primária ou o status de conservação da biodiversidade na escala local (p. ex., Achard *et al.*, 2002; Garay, 2001; Saatchi *et al.*, 2001), mas igualmente as consequências de impactos antrópicos, tais como o extrativismo seletivo e a abertura de clareiras para cultivos, sobre a biodiversidade e o funcionamento dos mosaicos florestais do trópico (Phillips, 1997; Peres *et al.*, 2010).

Porém, a enorme biodiversidade das florestas tropicais impede precisar de que maneira as atividades humanas presentes e passadas afetam o conjunto das populações biológicas e modulam, eventualmente, os novos ecossistemas que emergem (Gentry, 1992; Milton, 2003; Hobbs *et*

al., 2006). Assim, tornam-se necessárias pesquisas de indicadores biológicos e, mais ainda, ancorar essas pesquisas numa abordagem tal que possibilite avaliar o funcionamento dos ecossistemas em relação às mudanças na estrutura taxonômica da vegetação resultantes de impactos antrópicos (Dale & Beyeler, 2001; Garay, 2001).

Se durante séculos o bioma Mata Atlântica foi submetido a intenso desmatamento e extrativismo (Dean, 1997; Myers *et al.*, 2000; SOS Mata Atlântica, 2014), o movimento inverso inicia-se, sobretudo, na segunda metade do século XX, prolongando-se até o presente. Nesse processo, a Reserva Natural Vale representa um esforço pioneiro de conservação, englobando inclusive remanescentes florestais em diferentes estados de preservação, por exemplo, aqueles com interferência com extrativismo seletivo. No total, o mosaico florestal da Reserva Natural Vale e a contígua Reserva Biológica de Sooretama, constituem um núcleo endêmico de Floresta Atlântica de Tabuleiros e ecossistemas associados com cerca de 45.000 ha, sendo a maior área protegida entre o norte do Rio de Janeiro e o sul da Bahia (Thomas *et al.*, 1998; MMA, 2002; Jesus & Rolim, 2005; Pellens *et al.*, 2010).

Com foco na conservação e uso sustentável das espécies nativas e na recuperação dos serviços ambientais da floresta, existe urgência em implementar ações de restauração em cumprimento à legislação brasileira (Garay, 2006; Brasil, 2012). Assim, os efeitos das intervenções antrópicas sobre a sustentabilidade e integridade do mosaico florestal como um todo devem ser avaliados a fim de subsidiar e monitorar ações de manejo e restauração (Kindel *et al.*, 1999; Garay & Kindel, 2001; Villela *et al.*, 2006; ITTO, 2012; van Andel & Aronson, 2012).

Formas de húmus e funcionamento de florestas

O conjunto das camadas orgânicas de superfície e os horizontes orgânico-minerais de topo do solo constituem as formas de húmus florestais consideradas estáveis em ecossistemas não perturbados pelo homem (Duchaufour & Toutain, 1985). A estrutura dos húmus reflete um conjunto de processos complexos do qual participam inúmeras espécies animais e de microorganismos que conduzem à decomposição da matéria orgânica e à reciclagem de nutrientes. Determinadas inicialmente pela qualidade e quantidade dos aportes orgânicos, sobretudo de origem vegetal, e pela natureza da rocha matriz, as formas de húmus sintetizam o conjunto destes processos e são, portanto, um indicador do funcionamento dos ecossistemas florestais (Garay & Kindel, 2001; Ponge, 2013; Cesário *et al.*, 2015).

Em florestas temperadas e boreais, as formas de húmus foram e são amplamente estudadas e classificadas, visando compreender a dinâmica florestal e subsidiar o manejo, destinado, em geral, à produção de madeira (Babel, 1971; 1975; Delecour, 1980; Garay, 1980; Klinka *et al.*, 1990; Green *et al.*, 1993; Berthelin *et al.*, 1994; Emmer & Sevink, 1994; Brethes *et al.*, 1995; Fons & Klinka, 1998; Fons *et al.*, 1998; Fischer *et al.*, 2002; Ponge *et al.*, 2002; Jabiol *et al.*, 2004; Feller *et al.*, 2005; Ponge & Chevalier, 2006; Zanella *et al.*, 2009, entre outros).

Pesquisas em florestas tropicais de terras baixas evidenciam que as formas de húmus predominantes e suas características morfológicas, que revelam padrões de

decomposição associados às interações vegetação-solo, acompanham a grande diversidade de situações próprias a esses ecossistemas e sua dinâmica (Garay *et al.*, 1995; Lips & Duivenvoorden, 1996; Kindel & Garay, 2002; Loranger *et al.*, 2003; Baillie *et al.*, 2006; Kounda-Kiki *et al.*, 2006; Descheemaeker *et al.*, 2009). A hipótese segundo a qual em florestas tropicais as altas temperaturas médias e umidade determinam uma rápida velocidade de decomposição e, portanto, uma única forma de húmus tipo mull, deve ser definitivamente descartada.

Avaliação dos ecossistemas emergentes no mosaico florestal com status de conservação por meio das formas de húmus

Sob a hipótese de que as formas de húmus florestais constituem um indicador global do funcionamento do ecossistema, isto é, das inter-relações entre a vegetação e o solo (Garay & Kindel, 2001), o presente trabalho apresenta um estudo comparativo entre diferentes fácies do mosaico florestal da Floresta Atlântica de Tabuleiros da Reserva Natural Vale.

Com base na escolha de quatro sistemas preservados de qualquer atividade antrópica desde os anos 60, quando da criação da Reserva, verificou-se a consequência das modificações da cobertura arbórea originadas pelas atividades humanas sobre o subsistema de decomposição. Dois dentre eles correspondem à floresta primária sem histórico de perturbação recente - Mata Alta e Mata Ciliar - que se contrapõem a uma mancha florestal, objeto de intenso extrativismo seletivo nos anos 50, e a uma parcela florestal de regeneração natural, adquirida pela Vale após corte, queima e plantio temporário de café, igualmente na década de 50.

Em uma primeira parte, a estrutura da vegetação é caracterizada do ponto de vista funcional, tanto em relação às características sucessionais quanto ao grau de esclerofilia das espécies arbóreas dominantes que determinam, em parte, a qualidade dos aportes foliares ao subsistema de decomposição. Em seguida, são apresentadas estimativas dos estoques de matéria orgânica nas camadas húmicas, da qualidade dos

restos foliares e das variáveis físico-químicas dos horizontes pedológicos (Berthelin *et al.*, 1994; Garay *et al.*, 1995; Kindel & Garay, 2002). Ao final, o conjunto das variáveis analisadas permite estimar: 1) as velocidades de decomposição dos aportes orgânicos, 2) os estoques de nutrientes e 3) as formas de húmus tanto nas florestas primárias como secundárias. Trata-se assim de sintetizar e ampliar um conjunto de resultados de pesquisa que dizem respeito à relação vegetação-solo.

Confrontando a hipótese nula de que nas florestas secundárias estudadas após 50 anos, tanto a estrutura da vegetação quanto a forma de húmus são similares à da floresta primária original, a Mata Alta, mostraremos que as florestas secundárias apresentam diferenças, não somente com as florestas primárias, mas também entre elas. Essas diferenças, que expressam no tempo o histórico da perturbação antrópica, levantam a questão da manutenção desses ecossistemas e da sua contribuição para a conservação da biodiversidade.

MATERIAIS E MÉTODOS

De maneira geral, os dados que são apresentados e sintetizados no presente capítulo foram, em parte, publicados. Porém, a base de dados original do laboratório de Gestão da Biodiversidade foi completamente revista e, no que diz respeito à comunidade arbórea, em decorrência das mudanças taxonômicas, houve atualização.

Clima

O clima da Reserva corresponde, segundo a classificação de Köppen (1948), ao tipo Aw com clima quente com marcada sazonalidade, que resulta da estação chuvosa em verão e seca no inverno. Entre maio e agosto, as precipitações não excedem 13% do total anual e aumentam entre outubro e março. Porém, é nos meses de verão que se registram os maiores valores, evidenciando uma alta variabilidade entre as estações. (Figura 1). Ciclos de verões secos se alternam de forma recorrente com anos de precipitações estivais bem superiores aos valores médios.

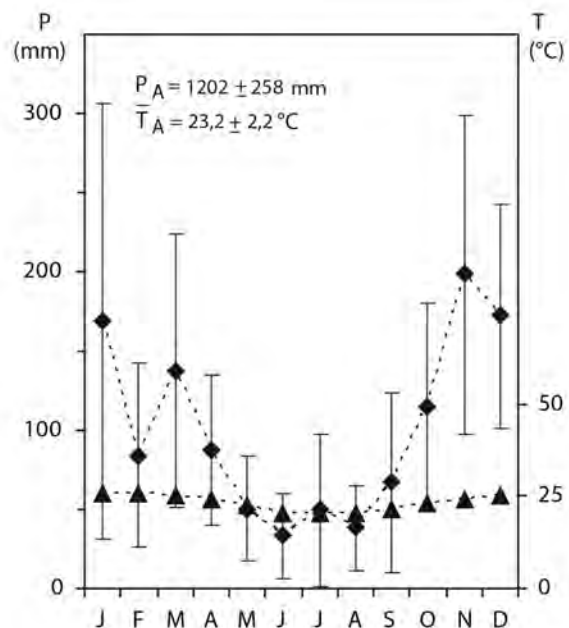


Figura 1: Diagrama ombrotérmico da Floresta de Tabuleiros, Linhares/ES. Período 1975-2000. $P_A = 1202 \pm 258$ mm. $T_A = 23,2 \pm 2,2$ °C. ▲: média mensal de temperatura; ◆: média mensal de precipitação, com \pm desvio padrão; n=25 anos. Dados cedidos pela Reserva Natural Vale (Linhares/ES – Brasil).

Vegetação

Peixoto & Gentry (1990) classificam a cobertura vegetal da RNV como pertencente à Floresta Ombrófila Semidecídua e acrescentam que possui características fisionômicas e florísticas distintas da Floresta Atlântica em sua forma mais típica. De fato, em razão de uma estação seca relativamente marcada, a floresta apresenta características semidecíduais.

A Figura 2 mostra a distribuição dos trechos de florestas primárias e secundárias na RNV. A aplicação do índice normalizado de diferenciação da vegetação (NDVI) permite estimar que dos 232,45 km² da área total, 127,28 km² correspondem à Floresta Densa de Cobertura Uniforme ou Mata Alta, representando 54,8% da superfície. As florestas secundárias, independentemente do tipo de interferência sofrido, ocupam uma área importante da RNV, totalizando 83,29 km², o que equivale a 35,8% (Vicens *et al.*, 1998).

As áreas de floresta secundária localizam-se nos extremos da Reserva, talvez associadas às áreas de aquisição menos antiga pela companhia Vale, e ao

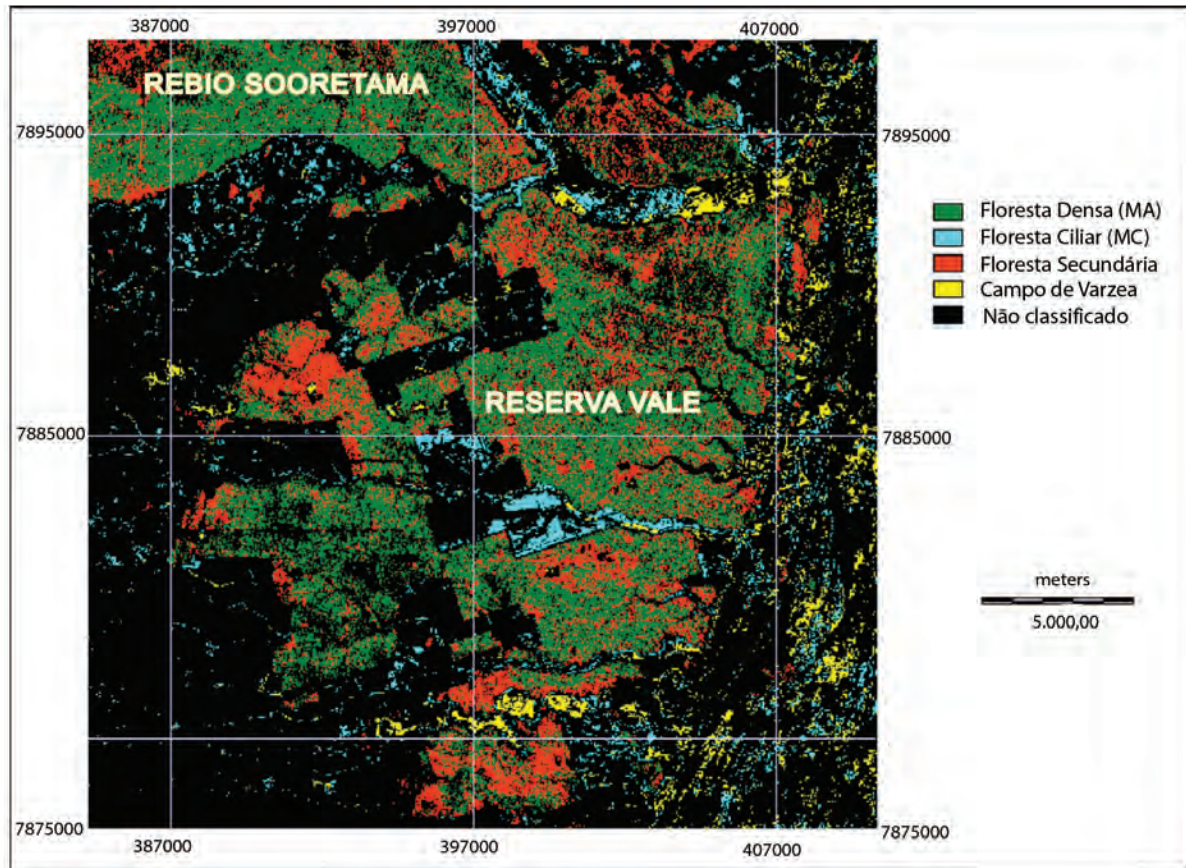


Figura 2: Cobertura vegetal da Reserva Natural Vale com base na Classificação Supervisionada por Distâncias Mínimas. Segundo Vicens *et al.* (1998), modificado.

longo das estradas abertas na Floresta Alta, onde as espécies próprias de fisionomias secundárias ocupam as margens (Vicens *et al.*, 1998). Das restantes formações, 4,81 km² pertencem à Mata Ciliar, ou seja, 2,1% da área total da Reserva. A Mata Ciliar corresponde às formações ripárias que percorrem a Reserva ao longo dos córregos, com significativo valor para a conservação das Áreas de Preservação Permanente (Vicens *et al.*, 1998).

No interior da Reserva, foram escolhidas quatro áreas: duas de floresta primária, Mata Alta (MA) e Mata Ciliar (MC) e duas de floresta secundária (SE e SQ). O sítio MA escolhido se encontra a 23 km da linha da costa e em 19°08'32" S e 39°55'21" W. A Mata Ciliar (MC) está situada em 19°11'54" S e 39°57'24" W e a 28 km da costa. Ambos os sítios, considerados *a priori* de floresta primária, não apresentam histórico conhecido de extração ou corte e queima (Jesus, 1987). O terceiro sítio, uma floresta secundária (SE), está localizado em 19°08'15" S e 40°05'04" W e possui um histórico de intenso extrativismo seletivo das maiores

árvores, nos anos 50, quando a parcela pertencia ao Ministério de Minas e Energia. A segunda área de floresta secundária (SQ), situada em 19°08'23" S e 39°56'02" W, foi formada após corte e queima seguidos de plantio temporário de café, também no início da década de 50. Em ambas as florestas secundárias não houve nenhuma intervenção nem manejo após a integração à RNV (Jesus, 1987).

Solos

Os solos que correspondem aos sítios de estudo são do tipo Ultisol, denominados, segundo a classificação brasileira, de Argissolo Vermelho-amarelo Distrófico (Tabela 1) (Garay *et al.*, 1995; Santos *et al.*, 2004; Embrapa, 2006). O horizonte A possui textura arenosa, porém, a quantidade de argila aumenta com a profundidade, alcançando mais de 50% na base do horizonte B, de estrutura homogênea; a camada laterítica se localiza, em geral, a 3 metros da superfície (Garay *et al.*, 1995; Santos *et al.*, 2004).

Nos quatro sítios de estudo, os solos são

Tabela 1: Características físicas e químicas dos solos da Floresta Atlântica de Tabuleiros – Mata Alta e Mata Ciliar – da Reserva Natural Vale – Linhares/ES. Segundo Santos *et al.* (2004). C: carbono orgânico; N: nitrogênio; SB: soma de bases; CTC: capacidade de troca catiônica; V: saturação em bases.

PROF.	areia cm	silte %	argila %	C %	N g kg ⁻¹	C/N g kg ⁻¹	pH	SB (H ₂ O)	CTC cmolc kg ⁻¹	V %	P mg kg ⁻¹	
PERFIL A – MATA ALTA												
A1	0-11	91	4	5	0,90	0,07	12,9	5,3	2,6	4,2	62	2
A2	11-41	79	5	16	0,60	0,07	8,6	5,2	1,5	3,6	42	2
AB	41-60	68	6	26	0,36	0,06	–	4,7	0,9	3,5	–	1
Bt1	60-100	50	5	45	0,26	0,06	–	4,6	0,6	3,4	–	1
Bt2	100-150	42	5	53	0,23	0,06	–	4,6	0,3	3,7	–	1
Bt3	150-190+	46	1	53	0,24	0,05	–	4,6	0,3	3,5	–	1
PERFIL A – MATA CILIAR												
A1	0-10	74	9	17	1,99	0,17	12	4,0	1,0	7,2	14	2
A2	10-20	65	8	27	1,00	0,14	7	4,3	0,4	4,0	10	1
AB	20-40	59	8	33	0,65	0,13	–	4,4	0,4	3,1	–	1
Bt1	40-60	54	13	33	0,44	0,08	–	4,4	0,3	2,2	–	1
Bt2	60-100	43	7	50	0,37	0,08	–	4,5	0,1	2,0	–	1

similares com uma distribuição do tamanho das partículas no horizonte A, dominada pela fração areia (67% a 80% entre 0 – 12 cm de profundidade). Os horizontes hemiorgânicos Ai e A apresentam uma fração agregada, com maiores teores de argila que representa, todavia, somente entre 14% a 33% do peso total (Tabela 2). Esses agregados, anteriormente descritos, parecem resultar da ação de térmitas húmívoras (Garay *et al.*, 1995; Kindel & Garay, 2002).

A forma de húmus da Floresta de Tabuleiros foi classificada como mull mesotrófico tropical

(Garay *et al.*, 1995; Kindel & Garay, 2002). Ele apresenta uma camada de interface, camada Ai, entre as camadas orgânicas de folhiço e o primeiro horizonte pedológico A, na qual se acumulam a matéria orgânica, o nitrogênio e as bases de troca. A camada Ai constitui um horizonte hemiorgânico com profundidade que varia entre 1 e 3 cm, marcando uma continuidade entre os restos foliares e o horizonte A o que indica um funcionamento superficial do subsistema de decomposição. A segunda característica é a presença dos mesoagregados imersos numa matriz particulada.

Tabela 2: Características granulométricas e estrutura do primeiro horizonte orgânico mineral A em florestas primárias e secundárias da Floresta Atlântica de Tabuleiros na Reserva Natural Vale – Linhares/ES. Média ± erro padrão (n=10 para fração fina; n=3 para fração agregada). Teste t; *: $\alpha \leq 0,05$; **: $\alpha \leq 0,01$; ***: $\alpha \leq 0,001$. MA: Mata Alta; MC: Mata Ciliar; SE: floresta secundária após extrativismo seletivo; SQ: floresta secundária após corte e queima. % agregados: corresponde aos valores médios inverno-verão.

	% areia grossa	% areia fina	% silte	% argila	% agregados
Fração Fina (particulada)					
MA	79,8 (1,0)	8,7 (0,6)	4,4 (0,4)	7,2 (0,4)	–
MC	67,0 (1,4)***	17,6 (0,8)***	5,2 (0,4)	10,2 (0,5)***	–
SE	69,4 (1,5)***	11,2 (0,8)*	6,9 (0,9)*	12,5 (0,6)***	–
SQ	73,7 (2,9)*	9,9 (1,1)	2,4 (0,6)***	14,0 (1,8)***	–
Fração Agregada (mesoagregados)					
MA	59,5 (1,5)	15,4 (0,5)	6,1 (0,6)	19,0 (0,7)	14,0 (3,9)
MC	37,0 (1,1)***	25,9 (0,5)***	12,3 (0,5)***	24,9 (0,8)***	30,9 (2,2)
SE	44,7 (1,1)***	18,4 (0,5)***	9,6 (0,5)***	27,3 (0,9)***	29,7 (3,6)
SQ	44,0 (1,2)**	18,3 (0,8)**	8,3 (0,4)*	29,3 (0,8)**	32,8

Amostragem e tratamento das amostras

Caracterização do estrato arbóreo

Para o estudo das interações vegetação-solo foram delimitadas parcelas permanentes de 25 m x 50 m, contíguas e distantes entre si em 50 m, a razão de três em cada sistema de estudo: i.e., MA, MC, SE e SQ. Assim, a área total delimitada em cada sistema foi de 0,375 ha, totalizando 1,125 ha para o conjunto das fitofisionomias. Nestas parcelas foram estudados dois componentes dos ecossistemas: a cobertura arbórea e as formas de húmus, além dos aportes orgânicos ao solo e, notadamente, a queda de folhas e galhos finos.

No interior de cada parcela, foram medidas e identificadas as árvores adultas com circunferência ≥ 20 cm, ou seja, com DAP $\geq 6,3$ cm. A partir do conhecimento da estrutura e composição da vegetação foi possível precisar as características gerais do estrato arbóreo nos sistemas de estudo assim como estimar a densidade e dominância das principais famílias. Os dados já publicados (Rizzini *et al.*, 1997; Rizzini, 2000; Garay & Rizzini, 2004) foram completamente revistos e reorganizados em função das mudanças taxonômicas. Utilizando-se os dados de abundância das 10 principais famílias botânicas, realizou-se uma Análise de Correspondência Destendenciada (DCA) para a verificação da diferenciação taxonômica geral destes sistemas; a densidade e a área basal também foram calculadas e comparadas entre os sistemas.

As 30 espécies de maior valor de cobertura (VC) de cada sistema foram classificadas segundo os estágios sucessionais em pioneiras (PI), secundárias iniciais (SI), secundárias tardias (ST) e clímax (CL), a fim de comparar a densidade, área basal e o valor de cobertura destes grupos funcionais nos sistemas de estudo (Rolim *et al.*, 1999; Souza *et al.*, 2002, ver Anexo). Os grupos funcionais, segundo o grau de esclerofilia das folhas vivas, foram estimados com dados do catálogo foliar publicados por Garay & Rizzini (2004). O índice de esclerofilia corresponde a $IE = 1/2$ peso seco da amostra / área da amostra (g/dm^2), calculado a partir de 30 unidades amostrais padronizadas e com 1 cm de diâmetro para cada espécie. As espécies foram reagrupadas em três grupos funcionais: o primeiro corresponde às

esclerófilas, com valores de IE iguais ou superiores a $0,52 g/dm^2$; o segundo reagrupa as espécies não esclerófilas ou de folhas membranáceas, com valores de IE iguais ou inferiores a $0,33 g/dm^2$. Entre estes limites, um terceiro grupo corresponde a espécies denominadas intermediárias (Garay & Rizzini, 2004). O grau de esclerofilia das espécies dominantes em cada sistema foi confrontado com as características sucessionais das mesmas.

Os aportes de matéria orgânica ao solo: as frações foliares e de galhos finos

Para quantificação dos aportes orgânicos, foram instalados no interior das parcelas permanentes 15 coletores de $1 m^2$ por sistema a razão de 5 em cada parcela, ou seja, 60 em total, construídos em tela metálica, com 1 m de lado e sobre-elevados em relação à superfície do solo (ver Blandin *et al.*, 1980). As coletas do material vegetal foram quinzenais. O material foi transportado ao laboratório para separar as distintas frações – folhas, galhos, frutos e flores, para então ser secado em estufa a $60^\circ C$, durante 48 horas, e pesado. A significativa quantidade de coletores colocados em geral a pelo menos 1,5 m das árvores de maior VC considera a heterogeneidade da queda que depende efetivamente das espécies dominantes (Burghouts *et al.*, 1998). Maiores detalhes sobre a dinâmica dos aportes orgânicos ao solo encontram-se em Louzada *et al.* (1997) e Louzada (2004). No presente capítulo são utilizadas somente as quantidades anuais totais, em particular de folhas e galhos finos que representam entre 98% e 94% do total da queda (Garay & Rizzini, 2004).

Amostragem das camadas húmicas

Para o estudo das formas de húmus, foram coletadas 16 e 12 amostras, em verão e inverno, respectivamente, em MA, MC, e SE, e 10 em SQ, o que corresponde a um total de 98 amostras. A amostragem foi realizada no interior das parcelas permanentes seguindo um transecto.

Cada amostra foi dividida no campo em quatro subamostras: 1) camada L de folhas mortas inteiras; 2) camada subjacente F, constituída, sobretudo, por fragmentos foliares; 3) camada Ai de material orgânico-mineral entremeado a raízes finas e 4) horizonte A. Um quadrado metálico de $25 \times 25 cm^2$

foi utilizado para coletar as camadas L, F e Ai. As amostras do horizonte A foram coletadas com ajuda de um cilindro metálico de 10 cm de diâmetro e 10 cm de profundidade. Esta amostragem quantitativa permite estimar a quantidade de matéria orgânica e de nutrientes por unidade de superfície, assim como a porcentagem de agregados em relação à terra fina (Malagón *et al.*, 1989; Garay *et al.*, 1995).

Tratamento e análise das amostras das camadas húmicas

No laboratório, as camadas L, F e Ai e o horizonte A foram tratados separadamente. Os restos foliares, galhos finos (≤ 2 cm) e raízes finas (≤ 3 mm de diâmetro) foram separados de cada camada ou horizonte utilizando uma peneira de malha de 2 mm assim como a separação manual. Após secagem a 60°C , cada fração foi pesada. Os agregados (2 a 10 mm) da camada Ai e do horizonte A foram separados da fração fina do solo. Os mesoagregados se encontram nos horizontes Ai e A nos quais, porém, predomina a denominada fração fina, com estrutura particular sem dúvida associada à textura arenosa (ver Tabela 2). Tanto a fração fina como os agregados foram secos ao ar.

Os restos foliares L e F foram moídos. Foram estimados os conteúdos de matéria orgânica por combustão a 450°C e o N total pelo método Kjeldahl em amostras compostas (três subamostras por camada, sítio e data). As análises da fração fina e dos agregados, com amostras compostas de 3 ou 4 subamostras, de Ai e do horizonte A foram realizadas segundo Embrapa (1997). O pH do solo foi medido numa suspensão solo/água 1:2,5, Al^{3+} , Ca^{2+} e Mg^{2+} trocáveis foram extraídos com KCl 1 mol L^{-1} . Ca^{2+} e Mg^{2+} foram determinados por espectrometria de absorção atômica e Al^{3+} por titulação ácido-base. Na^+ e K^+ trocáveis foram extraídos com o reagente Mehlich 1 e determinados por fotometria. A acidez potencial ($\text{H}^+ + \text{Al}^{3+}$) foi extraída com acetato de cálcio 0,5 mol L^{-1} e determinada por titulação ácido-base. O carbono orgânico (C) foi determinado por oxidação com dicromato e N total com o método Kjeldahl. Alguns resultados permitem calcular outros parâmetros como a soma das bases de troca (SB), isto é, a adição de Ca^{2+} , Mg^{2+} , Na^+ e K^+ ; a capacidade de troca catiônica (CTC), calculada como a adição de Ca^{2+} , Mg^{2+} , Na^+ , K^+ , Al^{3+} , e H^+ ; e a saturação em bases (V%), que é a razão percentual

de SB sobre CTC. A textura do solo foi determinada pelo método densimétrico de Bouyoucos após agitar o solo vigorosamente com NaOH 1 mol L^{-1} como dispersante (Perez *et al.*, 2007).

Estimativa da velocidade de decomposição

O cálculo do coeficiente de decomposição \mathbf{K} = \mathbf{I}/\mathbf{X} representa uma estimativa do tempo de decomposição dos aportes de matéria orgânica ao solo (Olson, 1963; Anderson *et al.*, 1983), sendo:

\mathbf{I} $\text{Mg ha}^{-1} \text{ ano}^{-1}$ = aportes de necromassa aérea pela vegetação e

\mathbf{X} Mg ha^{-1} = acúmulo de restos foliares ou outros resíduos orgânicos nas camadas L+F, i.e., galhos, flores, frutos ou matéria orgânica amorfa, depositados sobre o primeiro horizonte orgânico-mineral do solo A, ou seja,

\mathbf{K} ano^{-1} = coeficiente de decomposição

O quociente inverso $\mathbf{1/K}$ representa o tempo, em anos ou fração anual, necessário à total transformação do folhizo acumulado, seja por mineralização seja por transformação em matéria orgânica amorfa ou matéria orgânica coloidal integrada ao primeiro horizonte orgânico mineral A. O coeficiente de decomposição é, em geral, calculado separadamente para as distintas frações dos aportes orgânicos, como por exemplo, restos foliares, galhos ou frutos de composição orgânica diferenciada.

Análise estatística dos dados

Em geral, as comparações concernem as diferentes fitofisionomias com respeito à Mata Alta, considerada o sítio padrão. Para n suficientemente grande ($n=16$; $n=12$ ou $n=10$), os dados foram analisados pelo teste t, após transformação dos dados pela raiz quadrada a fim de centrar a variável e diminuir a variância ("normalização"). Amostras com n pequeno ($n=3$ ou $n=4$) foram analisadas por meio do teste U de Mann-Whitney não paramétrico. Quando o número de variáveis a ser considerada conjuntamente foi importante, optou-se pela ANOVA, após transformação dos dados pela raiz quadrada, com posterior discriminação das comparações dois a dois pelo teste Tukey HSD. Em todos os casos foi utilizado o programa STATISTICA 7.

RESULTADOS

O povoamento arbóreo nas florestas primárias e secundárias

Caracterização do estrato arbóreo

Considerando os quatro sistemas analisados, foram medidos e identificados cerca de 1.500 indivíduos, pertencentes a 51 famílias e 271 espécies.

Quando comparados os povoamentos dos quatro sistemas florestais, as maiores diferenças aparecem entre a Mata Alta e a floresta secundária após queima e corte, SQ: o número de espécies por amostra é inferior, assim como, as densidades e as áreas basais (Tabela 3).

A parcela submetida a extrativismo seletivo apresentou densidades similares às da Mata Alta, porém, com áreas basais menores, o que permite supor que se trata de indivíduos arbóreos de menor porte, ou seja, mais jovens (Tabela 3).

Se consideradas apenas as 30 espécies com o maior valor de VC de cada povoamento, o total é de 90 espécies (Anexo 1). Destas espécies, 68 ocorrem em apenas um povoamento, 16 ocorrem em dois, 4 ocorrem em três e apenas duas espécies ocorrem nos quatro sistemas, sendo elas *Rinorea bahiensis* (Moric.) Kuntze e *Joannesia princeps* Vell. Entretanto, o número de espécies comuns aos quatro sítios aumenta para 13 quando consideradas todas as espécies amostradas.

O coeficiente de similaridade de Jaccard também aponta esses resultados, indicando que a diferença na composição de espécies dominantes é o que caracteriza os sistemas e, quando confrontadas aquelas de maior VC, o valor é de apenas 0,10 e 0,13 para MC e SE e de somente 0,03 para SQ. O coeficiente aumenta significativamente quando se confrontam todas as espécies presentes em cada sítio. De fato, quase a metade das espécies dominantes em cada sítio, i.e., as 30 de maior VC, estão presentes nos outros sítios, porém, com valores de VC pouco significativos ou mínimos. A diversidade e a equitabilidade não apresentam marcadas diferenças entre os sítios de estudo (Tabela 4).

A análise de Correspondência Destendenciada (DCA) foi realizada considerando as dez famílias com maiores índices de valor de cobertura em cada sistema. Os 3 primeiros eixos da DCA explicam 43% do total da variação, sendo que a maior parte desta é explicada pelos eixos 1 e 2 (31% e 11%), respectivamente (Figura 3 e Figura 4).

O primeiro eixo separou os sistemas de estudo de acordo com as abundâncias, considerando o total de indivíduos das 10 principais famílias botânicas (SE=939, MA=899, MC=752 e SQ=824) e também aproximou as áreas de Mata Ciliar (MC) e de Capoeira após queima (SQ), por conta das altas densidades das famílias Moraceae e Areaceae. O segundo eixo separou as florestas

Tabela 3: Características gerais da cobertura arbórea em florestas primárias e secundárias da Floresta Atlântica de Tabuleiros na Reserva Natural Vale – Linhares/ES. Média \pm erro padrão (n=3). Teste U; *: $\alpha \leq 0,05$; 0: $\alpha \geq 0,05$. MA: Mata Alta; MC: Mata Ciliar; SE: floresta secundária após extrativismo seletivo; SQ: floresta secundária após corte e queima. N: número de parcelas de 25 x 50 m².

Característica	FLORESTAS PRIMÁRIAS		FLORESTAS SECUNDÁRIAS		teste U
	Mata Alta	Mata Ciliar	após extrativismo	após corte e queima	
nº de famílias	25 \pm 2	26 \pm 1	24 \pm 3	27 \pm 1	0
total de famílias (N = 3)	33	35	34	36	-
nº de espécies	64 \pm 2	61 \pm 4	61 \pm 5	52 \pm 2	MA > SQ*
total de espécies (N = 3)	119	117	116	103	-
densidade (ind. / ha)	1.147 \pm 37	1.013 \pm 46	1.147 \pm 35	992 \pm 49	MA > SQ*
area basal (m ² / ha)	38,2 \pm 3,5	39,8 \pm 4,2	23,7 \pm 0,9	32,9 \pm 1,3	MA > SE*
volume (m ³ / ha)	820 \pm 110	940 \pm 120	370 \pm 70	560 \pm 30	MA > SE* MA > SQ*

Tabela 4: Diversidade de espécies e coeficientes de similaridade de Jaccard correspondentes aos sistemas de floresta primária e de floresta secundária da Floresta Atlântica de Tabuleiros na Reserva Natural Vale – Linhares/ES. Média \pm erro padrão (n=3). MA: Mata Alta; MC: Mata Ciliar; SE: floresta secundária após extrativismo seletivo; SQ: floresta secundária após corte e queima. 30 *versus* 30: coeficientes de Jaccard calculados sobre as 30 espécies de maior VC de cada sistema.

Característica	FLORESTAS PRIMÁRIAS		FLORESTAS SECUNDÁRIAS	
	Mata Alta	Mata Ciliar	após extrativismo	após corte e queima
diversidade H'	3,84 \pm 0,08	3,73 \pm 0,10	3,62 \pm 0,11	3,49 \pm 0,12
equitabilidade	0,92 \pm 0,01	0,90 \pm 0,02	0,88 \pm 0,01	0,88 \pm 0,02
	MA <i>versus</i> MC		MA <i>versus</i> SE	MA <i>versus</i> SQ
Coef. Jaccard	0,22		0,31	0,25
Coef. Jaccard (30 <i>versus</i> 30)	0,10		0,13	0,03

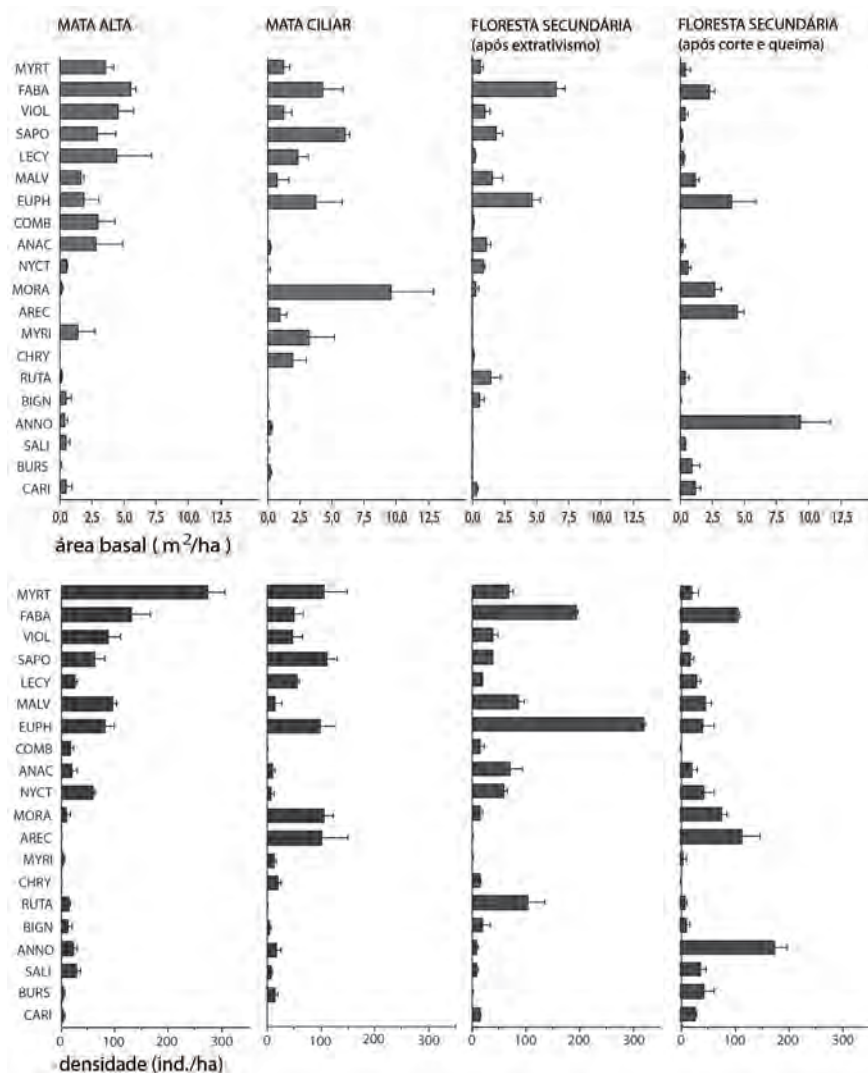


Figura 3: Área basal e densidade das dez famílias mais importantes (VC) nas amostras de florestas primárias – Mata Alta e Mata Ciliar – e secundárias – floresta secundária após extrativismo e floresta secundária após corte e queima. Valores médios e erro padrão (n=3). MYRT: Myrtaceae; FABA: Fabaceae; VIOL: Violaceae; SAPO: Sapotaceae; LECY: Lecythidaceae; MALV: Malvaceae; EUPH: Euphorbiaceae; COMB: Combretaceae; ANAC: Anacardiaceae; NYCT: Nyctaginaceae; MORA: Moraceae; AREC: Arecaceae; MYRI: Myricaceae; CHRY: Chrysobalanaceae; RUTA: Rutaceae; BIGN: Bignoniaceae; ANNO: Annonaceae; SALI: Salicaceae; BURS: Burseraceae; CARI: Caricaceae.

primárias das florestas secundárias. As famílias botânicas associadas às florestas primárias são aquelas mais características do tipo de formação de Floresta Atlântica de Tabuleiros, tais como Myrtaceae, Sapotaceae, Violaceae, Lecythydaceae, Myristicaceae e Moraceae, enquanto que as famílias botânicas associadas às formações secundárias são aquelas relacionadas aos estágios sucessionais menos desenvolvidos deste tipo de floresta, tais como as famílias Euphorbiaceae, Annonaceae, Salicaceae e Arecaceae (Figura 4).

As famílias Myrtaceae, Sapotaceae, Lecythydaceae e Violaceae apresentaram os maiores valores tanto de densidade quanto de área basal nas florestas primárias, Mata Alta ou Mata Ciliar (Figura 3). As famílias Myristicaceae e Chrysobalanaceae foram especialmente abundantes na área de Mata Ciliar, assim como Moraceae e Arecaceae, que possuíam além de alta densidade, alta área basal. Apesar de presentes em todos os sistemas, as famílias Euphorbiaceae e Annonaceae foram especialmente importantes nas áreas secundárias, tanto pela alta densidade, como pela significativa área basal. Na área de capoeira após extração também se destacou a família Rutaceae pela área basal, sendo que na área de capoeira após queima, as famílias Salicaceae,

Burseraceae e Caricaceae foram mais abundantes que nos outros sistemas (Figura 3).

Os grupos funcionais do povoamento arbóreo: sucessão ecológica e esclerofilia

A composição das espécies, segundo os estágios sucessionais em cada povoamento, mostrou que as espécies consideradas clímax e secundárias tardias (CL+ST) foram mais abundantes e, sobretudo, representadas por indivíduos de maior porte nas florestas primárias (MA e MC), correspondendo às menores densidades ao povoamento presente na floresta secundária após corte e queima (Figura 5).

Em contrapartida, é nas florestas secundárias (SE e SQ) onde se encontraram os maiores efetivos de espécies classificadas como secundárias iniciais (SI), contudo, com indivíduos de menor tamanho que nas florestas primárias. As espécies pioneiras (PI) estiveram presentes tanto em maior número quanto com maiores indivíduos no povoamento SQ (Figura 5).

Quando se comparam os grupos funcionais em relação ao grau de esclerofilia das folhas, ficam evidenciadas diferenças significativas entre os tipos de floresta (Figura 6).

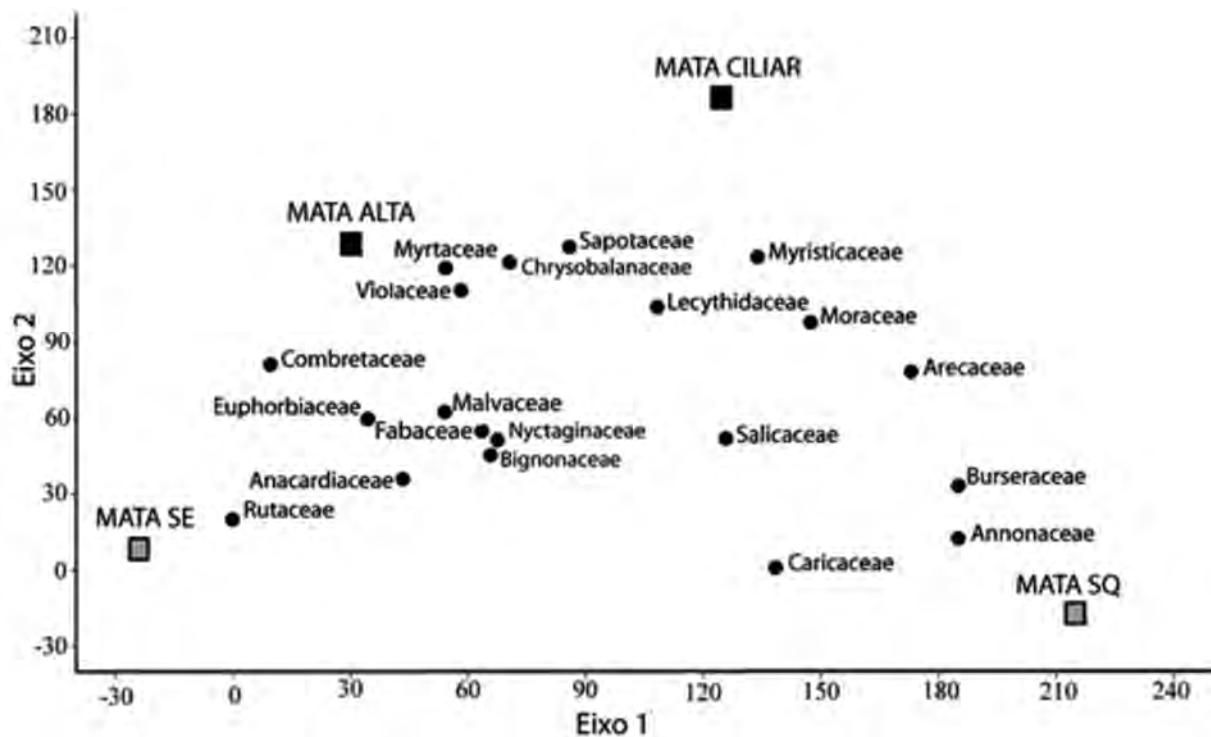


Figura 4: Resultados dos eixos 1 e 2 da Análise de Correspondência Destendenciada das dez famílias mais importantes (VC) nas amostras de florestas primárias – Mata Alta e Mata Ciliar – e secundárias – Mata SE: floresta secundária após extrativismo e Mata SQ: floresta secundária após corte e queima.

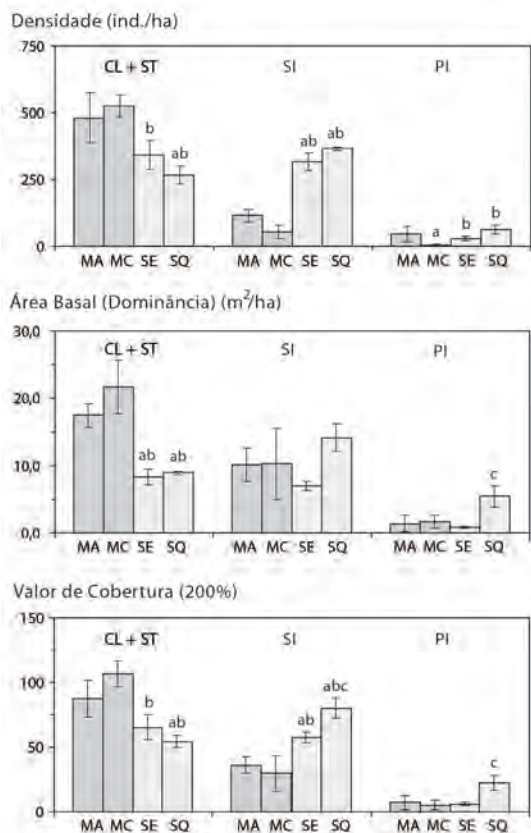


Figura 5: Densidade, Área Basal e Valor de Cobertura dos grupos sucessionais das 30 espécies de maior VC nas amostras de florestas primárias – MA e MC – e secundárias – SE e SQ. CL: espécies climáticas; ST: espécies secundárias tardias; SI: espécies secundárias iniciais; PI: espécies pioneiras. As letras sobre os histogramas indicam os resultados das comparações pelo teste Tukey HSD após ANOVA. Letra a: diferença com MA; b: diferença com MC; c: diferença com SE.

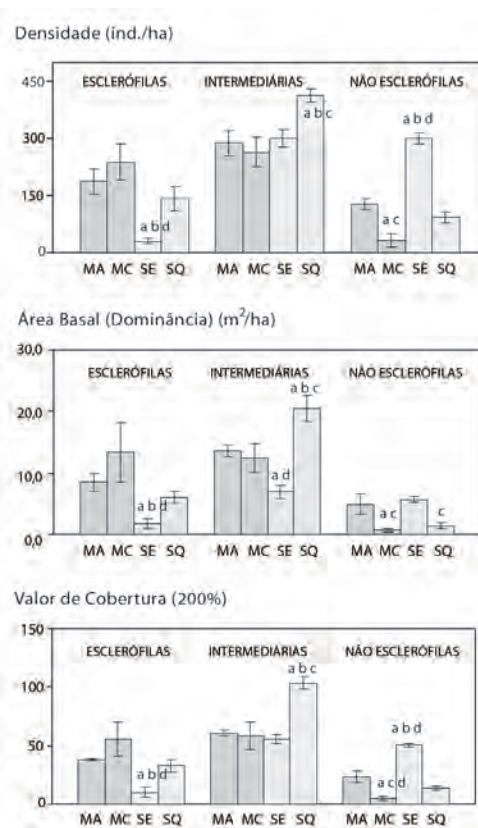


Figura 6: Densidade, Área Basal e Valor de Cobertura das espécies segundo o grau de esclerofilia das folhas das 25 espécies de maior VC nas amostras de florestas primárias – MA e MC – e secundárias – SE e SQ. Segundo dados publicados por Garay & Rizzini (2004). As letras sobre os histogramas indicam os resultados das comparações pelo teste Tukey HSD após ANOVA. Letra a: diferença com MA; b: diferença com Mata Ciliar; c: diferença com floresta secundária após extrativismo; d: diferença com floresta secundária após corte e queima.

Tabela 5: Conteúdo de nitrogênio (N) e valor do índice de esclerofilia (IE) das espécies arbóreas mais importantes nos sistemas de florestas primárias e de florestas secundárias da Floresta Atlântica de Tabuleiros na Reserva Natural Vale – Linhares/ES. Média \pm erro padrão. CL e ST: espécies climáticas e secundárias tardias; SI e PI: espécies secundárias iniciais e pioneiras. $n = 25$. Segundo dados publicados por Garay & Rizzini (2004). As letras correspondem a diferenças significativas com $\alpha \geq 0,05$, teste t com dados normalizados. Letra a: diferença com Mata Alta; b: diferença com Mata Ciliar; c: diferença com floresta secundária após extrativismo; d: diferença com floresta secundária após corte e queima.

Característica	FLORESTAS PRIMÁRIAS		FLORESTAS SECUNDÁRIAS		
	Mata Alta	Mata Ciliar	após extrativismo	após corte e queima	
folhas	N (%)	2,22 \pm 0,15	1,89 \pm 0,08 c	2,45 \pm 0,17	2,07 \pm 0,13
CL e ST	IE (g dm ⁻²)	0,48 \pm 0,03	0,51 \pm 0,03 d	0,43 \pm 0,04	0,39 \pm 0,03
folhas	N (%)	2,92 \pm 0,22	1,99 \pm 0,36 ac	2,98 \pm 0,15 d	2,51 \pm 0,17
SI e PI	IE (g dm ⁻²)	0,34 \pm 0,05	0,50 \pm 0,07 c	0,33 \pm 0,04 d	0,43 \pm 0,03
folhas	N (%)	2,44 \pm 0,14	1,90 \pm 0,08 acd	2,68 \pm 0,12 d	2,32 \pm 0,12
25 espécies	IE (g dm ⁻²)	0,43 \pm 0,03	0,51 \pm 0,03 acd	0,38 \pm 0,03	0,41 \pm 0,02

As florestas primárias apresentam efetivamente maiores densidades e áreas basais de espécies esclerófilas, notadamente com respeito à floresta secundária após extrativismo seletivo, que por sua vez se caracteriza pela abundância das espécies com menor grau de esclerofilia, por exemplo, as não esclerófilas ou membranosas. Proporcionalmente, a floresta secundária após corte e queima mostra um povoamento dominado pelas espécies intermediárias, mas com presença significativa das espécies esclerófilas (Figura 6).

Considerando conjuntamente os grupos sucessionais e o grau de esclerofilia das espécies, os resultados ressaltam as diferenças entre sistemas do grau de esclerofilia das espécies que é independente do grupo sucessional ao qual pertencem (Tabela 5). Aparece assim um gradiente de esclerofilia no sentido MC > SQ > MA > SE.

Existe, por último, uma relação significativa inversa entre os conteúdos de nitrogênio e o grau de esclerofilia das espécies: sistemas mais esclerófilos apresentarão menores conteúdos de nitrogênio nas folhas, ou seja, maiores valores do quociente C / N (Figura 7).

Apesar da importante variabilidade tanto dos conteúdos de nitrogênio como do grau de esclerofilia, existe uma tendência geral nas diferentes famílias botânicas que explica, em parte, as diferenças entre sistemas. Assim, por exemplo, as Myrtaceae e Sapotaceae são em média esclerófilas, com $IE = 0,57 \pm 0,05$ e $IE = 0,56 \pm 0,05$, respectivamente, enquanto que os valores

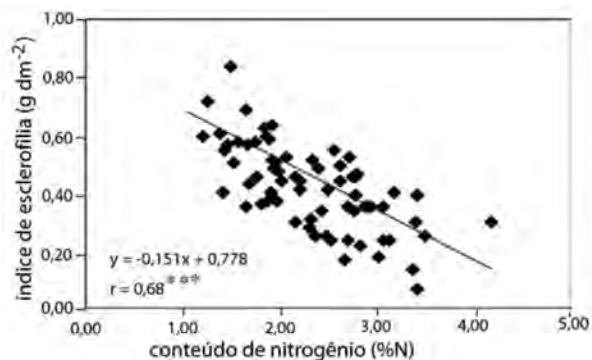


Figura 7: Relação entre os conteúdos de nitrogênio e o grau de esclerofilia das folhas das 25 espécies de maior VC nas amostras de florestas primárias – Mata Alta e Mata Ciliar – e secundárias – floresta secundária após extrativismo e floresta secundária após corte e queima. N = 72; ***: $\alpha \leq 0,001$. Segundo dados publicados por Garay & Rizzini (2004).

estimados para Fabaceae e Euphorbiaceae, que são iguais com $IE = 0,32 \pm 0,04$, correspondem a espécies não esclerófilas, ricas em nitrogênio. Outras famílias como Annonaceae, Moraceae e Violaceae apresentam características intermédias (Garay & Rizzini, 2004).

As Formas de Húmus

Estoques orgânicos e velocidade de decomposição dos aportes ao solo

A Tabela 6 apresenta tanto os dados referentes às quantidades de restos foliares e galhos depositados sobre os horizontes pedológicos, como as estimativas dos aportes de matéria orgânica ao solo correspondentes à queda das folhas e de galhos finos. Nos sistemas MC e nas florestas SE e SQ, o acúmulo de camadas holorgânicas sobre o solo é da ordem de 50% superior ao da MA. Os maiores valores são observados na floresta secundária submetida a extrativismo (SE) e, em particular, no inverno. As quantidades superiores de matéria orgânica tanto na Mata Ciliar como nas florestas SE e SQ aparecem associadas à presença de uma camada mais profunda de restos foliares entremeados à matéria orgânica fina – a camada F2 –, mais importante no inverno, o que evidencia uma estrutura mais desenvolvida das camadas húmicas. Este acúmulo orgânico não pode ser atribuído às quantidades de matéria orgânica que chegam ao solo, já que a queda foliar ou é inferior ou similar à da Mata Alta (Tabela 6).

No caso da Mata Alta, a quantidade aportada pela queda foliar é similar aos restos foliares acumulados na superfície do solo e, por conseguinte, o valor calculado da constante de decomposição k é de 1 ano^{-1} e o tempo de decomposição estimado em um ano. Para os outros sistemas, a velocidade de transformação dos aportes é menor e varia de um ano e meio até dois, no caso da Mata Ciliar (Tabela 6). A mesma tendência a menores velocidades de decomposição, tanto para a Mata Ciliar, como para as Florestas SE e SQ, quando comparadas com a Mata Alta foi, em geral, registrada para a fração dos galhos finos, com valores superiores de aportes somente no caso da floresta SE. Porém, em quase todos os casos, a velocidade

Tabela 6: Aportes foliares e de galhos finos ao solo e estoques de folhido e biomassa de galhos nas camadas húmicas. Média \pm erro padrão; $n_1 = n_2 = n_3 = 12$ e $n_4 = 10$ no inverno; $n_1 = n_2 = n_3 = 16$ no verão. A última cifra dos valores estimados foi aproximada a 5 unidades. Os resultados do teste t correspondem às comparações com a Mata Alta; teste t realizado com dados normalizados. Letras diferentes significam diferenças significativas a $\alpha \leq 0,05$.

	MATA ALTA		MATA CILIAR		FLORESTAS SECUNDÁRIA (Após extrativismo)		FLORESTAS SECUNDÁRIA (Após corte e queima)	
Aportes orgânicos ao solo (Mg ha⁻¹ ano⁻¹)								
Queda de folhas	4,00 \pm 0,2 a		3,10 \pm 0,19 b		4,10 \pm 0,35 a		3,70 \pm 0,18 a	
Queda de galhos finos	2,10 \pm 0,1 a		2,20 \pm 0,10 a		3,10 \pm 0,10 b		2,40 \pm 0,10 a	
Estoque de folhidos no solo (Mg ha⁻¹)								
	Verão		Inverno		Verão		Inverno	
Camada L (folhas inteiras)	0,60 \pm 0,10 a	1,60 \pm 0,20 b	0,90 \pm 0,10 a	1,50 \pm 0,20 b	1,65 \pm 0,20 b	2,00 \pm 0,20 b	1,30 \pm 0,10 b	1,30 \pm 0,10 b
Camada F1 (fragmentos foliares)	3,40 \pm 0,30 a	3,30 \pm 0,30 a	3,00 \pm 0,30 a	3,20 \pm 0,30 a	3,35 \pm 0,30 a	2,90 \pm 0,25 a	3,50 \pm 0,40 a	3,50 \pm 0,40 a
Camada F2 (fragmentos foliares e material fino)		1,10		1,80 \pm 0,50	0,60	2,70 \pm 0,50	1,50 \pm 0,60	1,50 \pm 0,60
Camadas foliares (Total)	4,00 \pm 0,30 a	6,00 \pm 1,30 b	3,90 \pm 0,30 a	6,50 \pm 0,60 b	5,60 \pm 0,60 b	7,60 \pm 0,50 b	6,30 \pm 0,70 b	6,30 \pm 0,70 b
Galhos finos	2,30 \pm 0,60 a	2,40 \pm 0,40 a	3,50 \pm 0,70 a	4,10 \pm 1,50 a	5,10 \pm 1,80 b	6,70 \pm 0,80 b	5,90 \pm 1,30 b	5,90 \pm 1,30 b
Constante k de decomposição (aporte/estoque ano⁻¹)								
Camadas foliares	1,01 (12 meses)	0,50 (24 meses)	0,50 (24 meses)	0,62 (19 meses)	0,62 (19 meses)	0,59 (20 meses)	0,59 (20 meses)	0,59 (20 meses)
Galhos finos	0,73 (16 meses)	0,68 (20 meses)	0,68 (20 meses)	0,51 (24 meses)	0,51 (24 meses)	0,41 (30 meses)	0,41 (30 meses)	0,41 (30 meses)

de decomposição dos galhos é menor que a dos resíduos foliares, sem dúvida a causa da pobreza nutricional desta fração orgânica (Tabela 6).

Quando se consideram as características químicas do folhicho menos descomposto - folhas inteiras da camada L - são evidenciadas fortes diferenças entre os sistemas estudados. A Mata Ciliar aparece como o sistema que possui os aportes mais pobres em nitrogênio, ou os maiores valores do quociente C/N, e que, portanto, permitem, *a priori*, prever uma menor velocidade de decomposição. A floresta secundária após queima e corte apresenta características similares à Mata Ciliar. No total, estas diferenças podem ser associadas à maior esclerofilia do folhicho nos sistemas MC e floresta secundária SQ (ver Figura 7), o que se contrapõe a restos foliares menos esclerófilos e, portanto, com valores menores de C/N presentes na MA e SE (Figura 8).

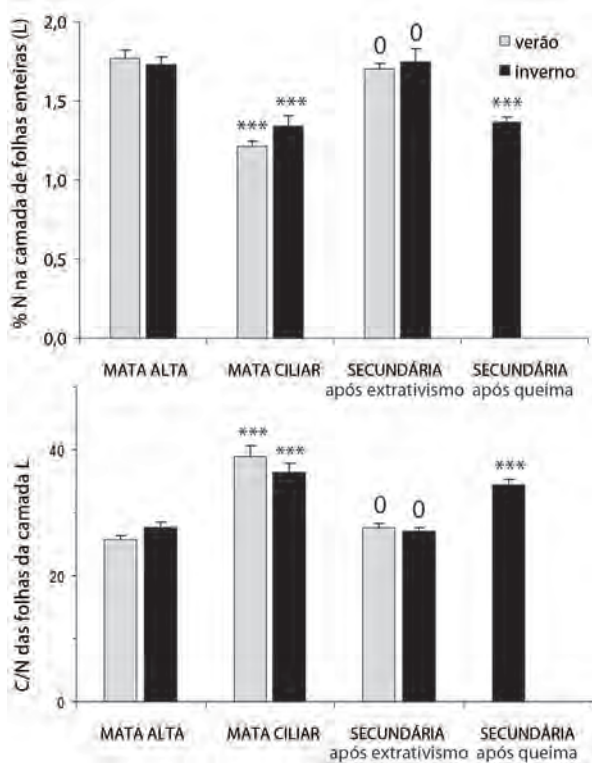


Figura 8: Concentrações de nitrogênio (%N) e quociente C/N das folhas da camada L nos quatro sistemas de estudo. Teste U de Mann-Whitney; ***: $\alpha < 0,001$; 0: $\alpha > 0,05$ para $n_1 = 3$.

Características pedológicas dos horizontes hemiórgânicos

Dois características principais foram tomadas em consideração para o estudo dos horizontes

pedológicos nas florestas primárias e secundárias: a primeira é a existência de pequenos agregados que apresentam, em geral, maiores concentrações de matéria orgânica e de nutrientes (Garay *et al.*, 1995; Kindel & Garay, 2001). Parece assim adequado considerar separadamente, por um lado, as camadas Ai e o horizonte A e, por outra parte, a fração de mesoagregados e a fração fina particulada.

Para o conjunto dos sistemas analisados, os resultados evidenciam a existência de um acúmulo de matéria orgânica e de nutrientes em Ai. Nesta camada do topo do solo, o C, N, P e as SB alcançam valores de até quatro ou cinco vezes superiores aos correspondentes ao horizonte A, indicando, sem dúvida, uma reciclagem superficial de nutrientes (Garay *et al.*, 1995; Kindel & Garay, 2001).

As Tabelas 7 e 8 apresentam os resultados relativos, por um lado, à fração fina e, por outro, à fração agregada. As estimativas obtidas não somente confirmam as duas características gerais evocadas acima dos solos sobre os tabuleiros, por exemplo, presença de mesoagregados e da camada Ai, mas evidenciam que este padrão estrutural e de estoque orgânico e de nutrientes não se encontra alterado nas florestas secundárias estudadas.

As maiores diferenças são observadas entre os horizontes da Mata Alta e a Mata Ciliar que possui não somente maiores conteúdos de matéria orgânica, mas, sobretudo, os valores mais baixos de nutrientes e, em consequência de SB e de %V. Ao caráter marcadamente oligotrófico dos horizontes pedológicos da Mata Ciliar se opõe a relativa riqueza em bases de troca da Mata Alta e, ainda, da floresta secundária após extrativismo seletivo (SE). Entretanto, o mesmo padrão nutricional encontra-se igualmente nos solos da floresta secundária após corte e queima de árvores, embora com valores inferiores de SB e de %V. As diferenças associadas com esse padrão entre sistemas são mais importantes que as variações estacionais e concerne tanto à fração de terra fina, quanto aos agregados (Tabela 7 e Tabela 8).

Dentre as bases de troca, o Ca^{2+} representa da ordem de 70% a 80% da soma de bases (SB), exceto no caso da Mata Ciliar e, notadamente, para o horizonte A, com menos de 35% de Ca^{2+} . Os valores de pH parecem acompanhar as quantidades de Ca^{2+} trocável: são, com efeito, os solos sob a

Tabela 7: Características da fração fina dos horizontes pedológicos - camada de interface Ai (0 - 2 cm) e horizonte A (2 - 12cm) - dos solos das florestas primárias - Mata Alta e Mata Ciliar- e secundárias - após extrativismo e após corte e queima - da Reserva Natural Vale. Média \pm erro padrão. C: carbono orgânico; N: nitrogênio; P: fósforo assimilável; SB: soma de bases; CTC: capacidade de troca catiônica; %V: saturação em bases. Comparação entre a Mata Alta e os outros sistemas: teste t; O: diferença não significativa; *: $\alpha < 0,05$; **: $\alpha < 0,01$; ***: $\alpha < 0,001$.

	C g kg ⁻¹	N	P mg kg ⁻¹	SB cmolc kg ⁻¹	CTC	V %	C:N	pH
MATA ALTA								
camada Ai								
verão	2,94 \pm 0,46	0,28 \pm 0,04	9,8 \pm 1,0	10,7 \pm 1,7	14,0 \pm 1,6	72,8 \pm 4,3	10,7 \pm 0,5	6,3 \pm 0,2
inverno	3,71 \pm 0,48	0,31 \pm 0,04	14,3 \pm 1,6	11,1 \pm 1,5	15,9 \pm 1,8	68,0 \pm 2,1	12,5 \pm 0,2	5,9 \pm 0,1
horizonte A								
verão	0,75 \pm 0,09	0,09 \pm 0,01	2,3 \pm 0,2	2,8 \pm 0,4	4,5 \pm 0,4	58,8 \pm 5,2	8,3 \pm 0,5	5,9 \pm 0,2
inverno	0,71 \pm 0,07	0,08 \pm 0,01	2,5 \pm 0,3	2,1 \pm 0,3	3,8 \pm 0,4	53,5 \pm 2,8	9,4 \pm 0,5	5,7 \pm 0,1
MATA CILIAR								
camada Ai								
verão	3,42 \pm 0,24	0,23 \pm 0,02	12,8 \pm 0,8	4,5 \pm 0,6	14,3 \pm 1,0	32,1 \pm 4,0	14,9 \pm 0,4	4,8 \pm 0,1
	O	O	*	***	O	***	***	***
inverno	5,71 \pm 0,68	0,35 \pm 0,04	26,6 \pm 2,7	7,3 \pm 0,8	21,0 \pm 1,9	35,1 \pm 2,7	14,8 \pm 0,5	4,6 \pm 0,1
	*	O	***	*	*	***	***	***
horizonte A								
verão	1,08 \pm 0,07	4,6 \pm 0,1	3,9 \pm 0,4	0,8 \pm 0,1	6,1 \pm 0,3	14,0 \pm 1,5	11,9 \pm 0,5	4,5 \pm 0,1
	***	O	***	***	***	***	***	***
inverno	1,31 \pm 0,08	0,09 \pm 0,01	6,9 \pm 0,5	0,9 \pm 0,1	6,6 \pm 0,3	14,6 \pm 1,5	13,9 \pm 0,4	4,4 \pm 0,1
	***	*	***	***	***	***	***	***
FLORESTA SECUNDÁRIA (após extrativismo)								
camada Ai								
verão	4,48 \pm 0,42	0,41 \pm 0,05	8,3 \pm 0,7	13,8 \pm 1,5	17,2 \pm 1,9	80,7 \pm 3,7	11,0 \pm 0,3	6,4 \pm 0,1
	**	*	***	*	***	*	O	O
inverno	6,56 \pm 0,57	0,58 \pm 0,06	26,0 \pm 1,8	20,2 \pm 1,9	27,3 \pm 2,1	72,3 \pm 2,1	11,4 \pm 0,3	6,1 \pm 0,1
	***	***	***	***	***	O	O	O
horizonte A								
verão	0,94 \pm 0,04	0,11 \pm 0,01	1,5 \pm 0,2	3,9 \pm 0,5	5,6 \pm 0,5	68,6 \pm 5,1	9,0 \pm 0,5	6,2 \pm 0,2
	*	*	**	O	O	O	O	O
inverno	1,43 \pm 0,10	0,15 \pm 0,01	4,1 \pm 0,3	4,4 \pm 0,6	7,2 \pm 0,6	60,6 \pm 5,2	9,8 \pm 0,3	6,0 \pm 0,2
	***	***	***	***	***	O	O	O
FLORESTA SECUNDÁRIA (após corte e queima)								
camada Ai								
inverno	4,06 \pm 0,83	0,31 \pm 0,05	11,2 \pm 2,1	6,9 \pm 0,4	12,4 \pm 0,6	56,4 \pm 3,4	13,0 \pm 0,7	5,7 \pm 0,2
	O	O	O	*	O	**	O	O
horizonte A								
inverno	0,92 \pm 0,12	0,11 \pm 0,01	3,3 \pm 0,3	1,9 \pm 0,6	5,5 \pm 0,6	31,6 \pm 7,0	7,9 \pm 0,4	5,2 \pm 0,2
	O	***	O	O	**	*	*	**

Tabela 8: Características da fração agregada dos horizontes pedológicos - camada de interface Ai (0 - 2 cm) e horizonte A (2 - 12cm)- dos solos das florestas primárias - Mata Alta e Mata Ciliar- e secundárias da Reserva Mata Alta e Mata Ciliar- e secundárias - após extrativismo e após corte e queima - da Reserva Natural Vale. Média \pm erro padrão. C: carbono orgânico; N: nitrogênio; P: fósforo assimilável; SB: soma de bases; CTC: capacidade de troca catiônica; %V: saturação em bases. Comparação entre a Mata Alta e os outros sistemas: teste t; 0: diferença não significativa; *: $\alpha < 0,05$; **: $\alpha < 0,01$; ***: $\alpha < 0,001$.

	C ____ g kg ⁻¹ ____	N _ mg kg ⁻¹ _	P ____ mg kg ⁻¹ ____	SB ____ cmolc kg ⁻¹ ____	CTC ____	V %	C:N	pH
MATA ALTA								
camada Ai								
verão	6,98 \pm 1,22	0,61 \pm 0,12	22,0 \pm 1,7	23,1 \pm 3,9	29,4 \pm 4,2	77,5 \pm 3,3	11,6 \pm 0,4	6,3 \pm 0,2
inverno	8,28 \pm 0,62	0,63 \pm 0,03	19,0 \pm 1,5	23,4 \pm 3,1	34,2 \pm 4,1	68,1 \pm 1,0	13,1 \pm 0,5	5,8 \pm 0,0
horizonte A								
verão	1,49 \pm 0,29	0,17 \pm 0,03	5,5 \pm 0,9	5,4 \pm 1,4	7,8 \pm 1,6	65,7 \pm 5,5	8,9 \pm 0,2	6,2 \pm 0,2
inverno	1,79 \pm 0,25	0,20 \pm 0,02	3,8 \pm 0,3	4,6 \pm 0,5	8,2 \pm 0,5	56,2 \pm 3,0	9,1 \pm 0,3	5,8 \pm 0,1
MATA CILIAR								
camada Ai								
verão	5,58 \pm 0,47	0,41 \pm 0,04	18,2 \pm 2,8	6,1 \pm 1,4	21,4 \pm 1,6	28,3 \pm 6,2	13,7 \pm 0,3	4,6 \pm 0,2
	o	o	o	**	o	**	**	**
inverno	5,29 \pm 0,19	0,39 \pm 0,01	17,0 \pm 2,0	5,7 \pm 0,5	22,6 \pm 0,7	25,4 \pm 2,9	13,5 \pm 0,3	4,5 \pm 0,1
	*	*	o	*	*	*	o	*
horizonte A								
verão	2,49 \pm 0,21	0,21 \pm 0,01	9,5 \pm 1,0	1,6 \pm 0,4	11,2 \pm 0,7	14,3 \pm 4,0	11,8 \pm 0,4	4,4 \pm 0,1
	o	o	*	*	o	**	**	**
inverno	2,79 \pm 0,48	0,20 \pm 0,01	9,0 \pm 1,2	1,4 \pm 0,1	12,5 \pm 0,4	11,3 \pm 1,0	13,5 \pm 1,4	4,4 \pm 0,1
	o	o	**	**	**	**	**	**
FLORESTA SECUNDÁRIA (após extrativismo)								
camada Ai								
verão	4,94 \pm 0,45	0,47 \pm 0,04	8,8 \pm 0,6	15,5 \pm 0,9	20,0 \pm 1,0	77,7 \pm 1,3	10,4 \pm 0,2	6,5 \pm 0,0
	o	o	*	o	o	o	*	o
inverno	6,03 \pm 0,61	0,56 \pm 0,06	10,5 \pm 0,7	17,4 \pm 2,3	23,7 \pm 2,1	72,8 \pm 4,2	10,8 \pm 0,2	6,2 \pm 0,2
	*	o	*	o	*	o	*	o
horizonte A								
verão	1,85 \pm 0,09	0,21 \pm 0,01	3,3 \pm 0,3	6,4 \pm 0,4	8,9 \pm 0,4	71,4 \pm 1,0	9,0 \pm 0,3	6,3 \pm 0,0
	o	o	*	o	o	o	o	o
inverno	2,19 \pm 0,07	0,23 \pm 0,00	4,0 \pm 0,0	6,6 \pm 0,9	10,7 \pm 0,4	62,4 \pm 10,1	9,4 \pm 0,2	6,0 \pm 0,4
	o	o	o	o	*	o	o	o
FLORESTA SECUNDÁRIA (após corte e queima)								
camada Ai								
inverno	3,94 \pm 0,18	0,32 \pm 0,02	9,0 \pm 1,2	8,6 \pm 0,7	17,3 \pm 0,8	49,9 \pm 2,3	12,2 \pm 0,6	5,4 \pm 0,1
	*	*	*	*	*	*	o	*
horizonte A								
inverno	1,84 \pm 0,18	0,17 \pm 0,02	5,0 \pm 0,6	3,5 \pm 0,8	9,3 \pm 0,5	36,9 \pm 6,6	11,3 \pm 2,2	5,1 \pm 0,2
	o	o	o	o	o	*	o	*

Mata Ciliar os que apresentam um maior caráter ácido e os menores conteúdos de Ca^{2+} . Em todos os casos os valores de C / N correspondem a um húmus de tipo mull (Tabela 7 e Tabela 8).

O conjunto das informações referentes aos conteúdos de bases de troca e os respectivos pesos de agregados e fração fina permitem estimar os estoques de nutrientes do complexo sortivo: a Mata Ciliar é sem dúvida o sistema mais pobre, quando comparado com a Mata Alta, tanto com respeito à SB, quanto aos conteúdos de Ca^{2+} . O contrário se verifica no caso da floresta SE, com os maiores valores tanto de SB, quanto de Ca^{2+} (Figura 9).

Os cations Mg^{2+} , Na^+ e K^+ apresentam quantidades similares nos quatro sítios de estudo e com valores da ordem de sete a dez vezes menores que os de Ca^{2+} . Os valores relativos à dispersão dos dados entre as estações – verão e inverno – representados acima dos histogramas (1/2 erro padrão) mostram uma relativa estabilidade sazonal.

As raízes finas no perfil húmico

Apesar das quantidades totais apresentam valores similares, a distribuição de raízes finas nas camadas húmicas não difere entre os sistemas estudados: os solos das florestas secundárias

mantêm proporções similares entre a camada Ai e o horizonte A. Desta forma, pode ser postulado que a capacidade de absorção de nutrientes dos horizontes superficiais não está drasticamente alterada nas florestas secundárias (Figura 10).

Merece ser assinalado que as quantidades de raízes representam um estoque orgânico de importância quantitativa similar aos estoques de folhiço. Ainda, as menores quantidades de raízes finas na camada Ai não dizem respeito à maior densidade aí presente: a profundidade dessa camada é da ordem de 4 a 5 vezes inferior que o horizonte A amostrado.

DISCUSSÃO

Classificação das formas de húmus nos sistemas primários –MA e MC- e secundários –SE e SQ

Os perfis húmicos correspondentes às florestas primárias e às florestas secundárias SE e SQ estão representados na Figura 11. Parece interessante incluir resultados publicados referentes à Mata de Muçununga e à Mata Alta em estudo anterior, a fim de completar as informações referentes às florestas primárias. Com base na classificação morfofuncional proposta pela Associação Francesa

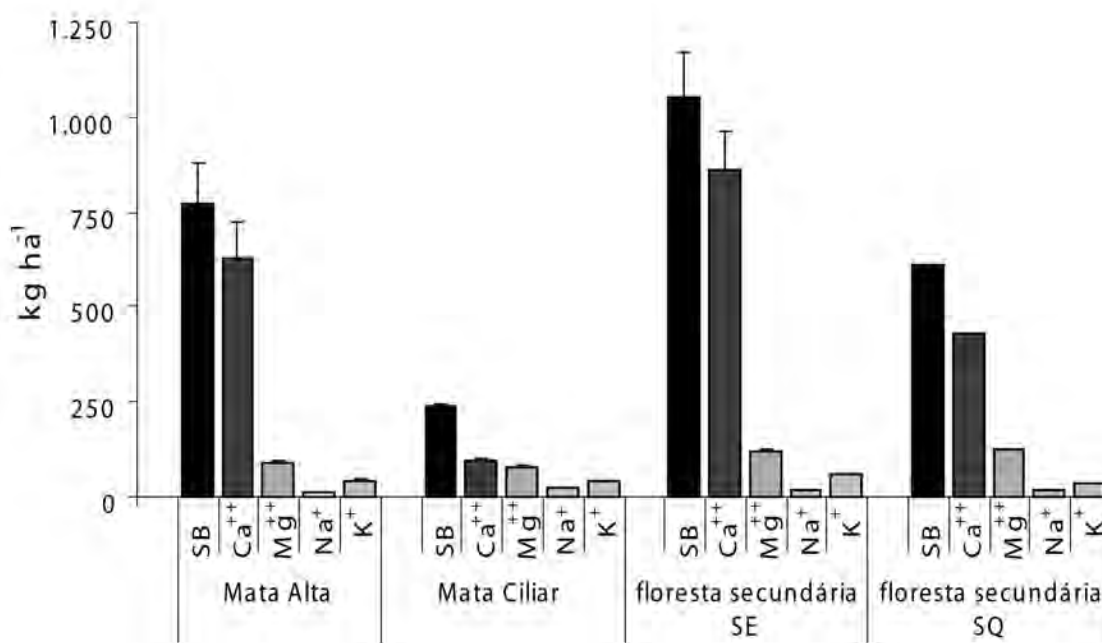


Figura 9: Estoques de nutrientes do complexo sortivo nos horizontes superficiais do solo Ai e A (0 -12cm) em florestas primárias e secundárias da Floresta Atlântica de Tabuleiros na Reserva Vale – Linhares, ES. SB: soma de bases; Ca⁺⁺: cálcio trocável; Mg⁺⁺: magnésio trocável; K⁺: potássio trocável; Na⁺: sódio trocável. SE: floresta secundária após extrativismo seletivo; SQ: floresta secundária após corte e queima.

de Ciência do Solo (Berthelin *et al.*, 1994), as formas de húmus estudadas correspondem ao tipo mull tropical, tal como previamente definidos por Garay *et al.* (1995) e Kindel & Garay (2001; 2002). Devem, com efeito, ser consideradas três

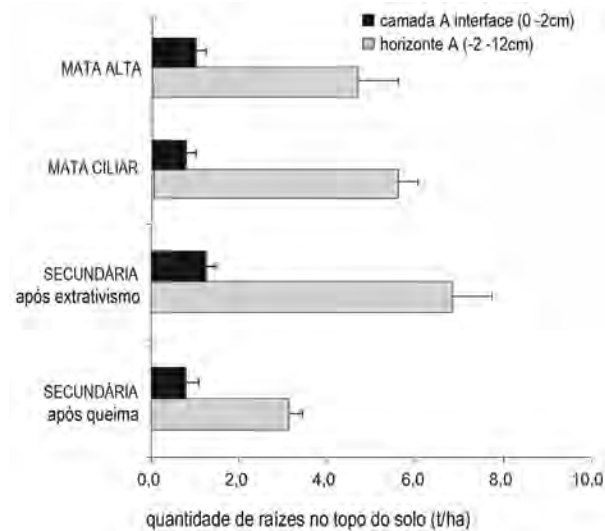


Figura 10: Quantidades de raízes finas no perfil húmico nas amostras de florestas primárias – Mata Alta e Mata Ciliar – e secundárias.

características: 1) contato direto entre os restos foliares e um horizonte ou camada orgânico-mineral subjacente (sem presença de um horizonte H de matéria orgânica amorfa); 2) relação C/N baixa, por exemplo, menor que 15, no horizonte A; 3) presença de um horizonte Ai de interface onde se acumulam a matéria orgânica e os nutrientes, com abundância de raízes finas, no topo do solo. Por fim, as camadas de restos foliares pouco espessas revelam uma velocidade de decomposição relativamente rápida dos aportes orgânicos, o que é próprio dos húmus tipo mull. Entretanto, os resultados permitem ainda classificar um mull tropical mesotrófico, com ao redor de 50% de V para a Mata Alta e a floresta secundária após extrativismo seletivo, que se distingue do mull tropical oligotrófico presente no solo da Mata Ciliar, com valores inferiores a 15% de V (Figura 11).

Os estoques de matéria orgânica e os valores de C, N e bases de troca se mantêm relativamente estáveis entre as amostragens de verão e inverno em todos os sítios de estudo, o que evidencia certa estabilidade nas formas de húmus estudadas. No

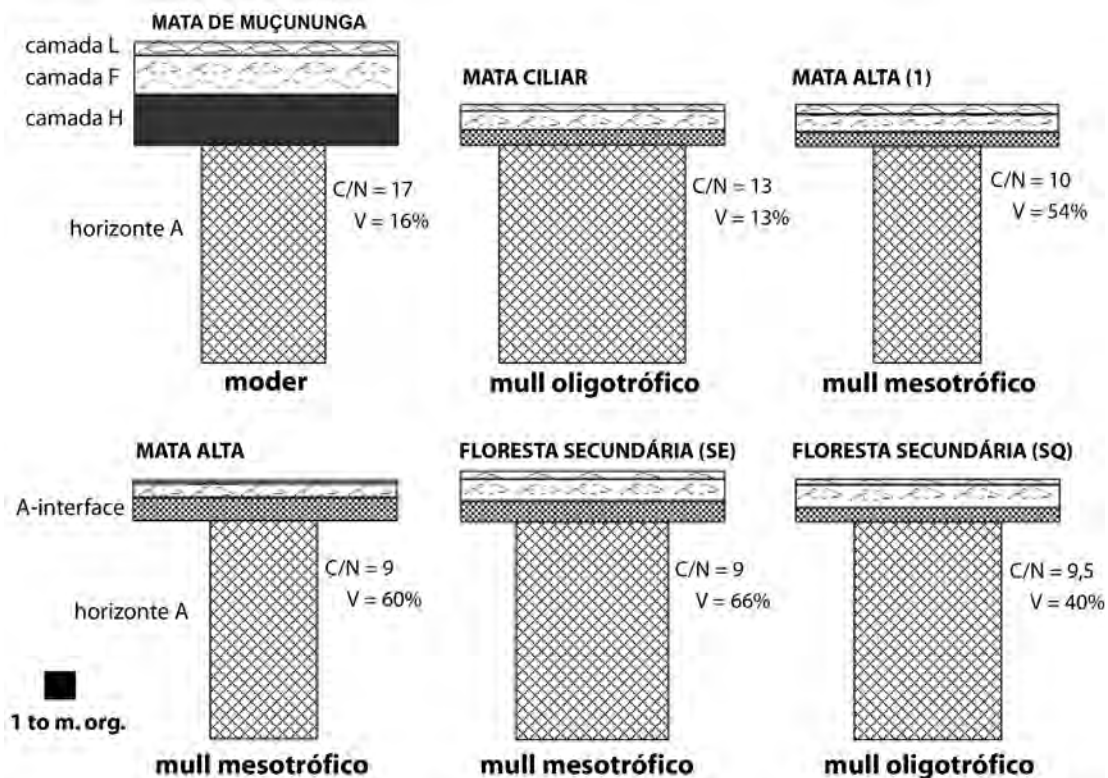


Figura 11: Perfis húmicos das florestas primárias e secundárias da Reserva Florestal Vale. As superfícies das camadas húmicas e do horizonte A são proporcionais às quantidades de matéria orgânica. Para a Mata de Muçununga e a Mata Alta (1), os dados correspondem a Garay *et al.* (1995).

que diz respeito à Mata Alta, os valores obtidos são da mesma ordem que estimativas correspondentes a outros anos e em diferentes sítios da Reserva Natural Vale (ver também Garay *et al.*, 1995; Kindel & Garay, 2002), de acordo com a hipótese de que as formas de húmus são estáveis em ecossistemas não perturbados (Duchaufour & Toutain, 1985).

Uma forma de húmus fortemente contrastante foi caracterizada para a denominada Mata de Muçununga (Garay *et al.*, 1995). Trata-se de um húmus tipo moder com significativo acúmulo de matéria orgânica amorfa na camada H, alto acúmulo de resíduos foliares fragmentados ou camada F, baixa %V e quociente C/N alto. Pode-se deduzir uma lenta velocidade de decomposição neste sistema. O confronto com o húmus moder da Muçununga permite apreciar melhor a semelhança entre os húmus das florestas secundárias e a Mata Alta, o conjunto dos sistemas recobrando os sedimentos Barreiras e sobre o mesmo tipo de solo Argissolo Vermelho-amarelo.

Se for assumida a hipótese de que as propriedades do solo são similares entre a Mata Alta e nas florestas SE e SQ, pode-se considerar que a intervenção antrópica sofrida por estes sistemas representa a causa última da menor velocidade de decomposição dos horizontes holorgânicos. Pelo contrário, para a Mata Ciliar, a proximidade da água representa um fator de variação suplementar que determina, sem dúvida, diferenças nos horizontes pedológicos e, em particular, uma maior pobreza nutricional, a que associada às maiores quantidades de matéria orgânica, determina baixos valores de saturação em bases.

Quanto às raízes incorporadas no perfil húmico, as biomassas não mostram modificações significativas ligadas a áreas de extrativismo (Garay *et al.*, 2008). Apesar da acumulação orgânica no topo do solo, a similitude morfológica e química destas formas de húmus deixa considerar que, do ponto de vista do subsistema de decomposição, as florestas secundárias manifestam uma sustentabilidade funcional.

As florestas primárias: Mata Alta e Mata Ciliar

Os povoamentos florestais estudados apresentaram diferenças marcantes com relação, em primeiro lugar, à sua composição e estrutura. Em

segundo lugar, as diferenças concernem igualmente à organização funcional que diz respeito, tanto aos grupos sucessionais, quanto ao grau de esclerofilia das populações que compõem o mosaico florestal. Se em grande parte tais diferenças são derivadas das interações próprias entre as populações biológicas e da heterogeneidade dos fatores mesológicos como o clima, geomorfologia ou solo, distúrbios naturais e antrópicos constituem fatores últimos do determinismo das populações presentes e, portanto, do funcionamento de fácies florestais distintas (Holdsworth & Uhl, 1997; Philips, 1997; Laurance *et al.*, 2000; Lavorel & Garnier, 2002).

Considerando o conjunto dos resultados, as maiores diferenças opõem a Mata Alta à Mata Ciliar, apesar de compartilharem características de matas primárias, em decorrência, notadamente, da estrutura sucessional que apresenta significativa dominância relativa, densidade e área basal de espécies consideradas clímax ou secundárias tardias. O histórico das manchas florestais analisadas, que exclui impactos antrópicos nas últimas décadas, apóia os resultados obtidos. Entretanto, duas propriedades associadas marcam as folhas das espécies presentes na Mata Ciliar: apesar de pertencer à mesma categoria sucessional que a Mata Alta, a importante esclerofilia representa uma característica distintiva dessas espécies, propriedade que se encontra associada às baixas concentrações de nitrogênio do material foliar. Ainda, a estrutura taxonômica explica, em grande parte, estas propriedades já que as famílias Myristicaceae, Chrysobalanaceae e Sapotaceae são especialmente dominantes, assim como Moraceae e Arecaceae, famílias que englobam espécies arbóreas perenifólias, com grau de esclerofilia significativo. Haja vista as condições particulares de encharcamento e da possível lixiviação de nutrientes do solo por cursos d'água, o grau de esclerofilia poderia representar uma resposta adaptativa à heterogeneidade do hábitat que leva à seleção de determinadas populações (Garay & Rizzini, 2004). Segue-se, em consequência, uma menor produtividade do ecossistema (Eamus, 1999), assim como uma menor velocidade do subsistema de decomposição, com acúmulo de matéria orgânica nos horizontes superficiais. Contudo, o maior acúmulo orgânico se produz no horizonte A que contem mais de 70% de matéria orgânica na Mata Ciliar que na Mata Alta (20 Mg. ha⁻¹ na MA versus

34 Mg. ha⁻¹ na MC) (ver Figura 11).

Na Mata Alta, existe uma maior abundância e dominância de famílias características da Floresta de Tabuleiros tais como Myrtaceae, Sapotaceae e Lecithydaceae, com uma distribuição mais equitativa entre os grupos funcionais com espécies esclerófilas de menor conteúdo de nitrogênio, outras da categoria intermediária, ou seja, menos esclerófilas e com maior conteúdo de nitrogênio foliar e, todavia, espécies de alto conteúdo de nitrogênio e não esclerófilas. Os aportes foliares e o folhigo acumulado refletem a riqueza nutritiva do material foliar, o que induz uma rápida transformação das folhas que recobrem o solo.

As florestas secundárias após impactos antrópicos

Em florestas que sofreram estrativismo e em florestas que sofreram queima ou corte, os sistemas manifestam a mesma modificação: são as espécies secundárias iniciais que predominam na composição do dossel (Rolim *et al.*, 2006). Trata-se, assim, de verdadeiros sistemas secundários que possuem baixo número de espécies clímax ou secundárias tardias.

Do ponto de vista da estrutura da comunidade arbórea, a diminuição dos valores de densidade, área basal e riqueza é esperada em florestas antropicamente impactadas (Oliveira 2002; Rodrigues, 2004). Porém, nosso trabalho demonstra que nem todos os sistemas apresentam modificações idênticas, nem da composição das espécies, nem de todos os parâmetros de estrutura da floresta. Após várias décadas de haver sido exercido um forte impacto extrativista na parcela florestal SE, a riqueza de espécies e as densidades são comparáveis às da Mata Primária mas nem a estrutura nem a composição florística foram conservadas ou recuperadas e, ainda menos, as características funcionais das espécies. A diminuição dos valores de área basal com respeito à Mata Alta permite inferir que houve seleção na supressão dos indivíduos de maior diâmetro, resultando em uma comunidade arbórea com indivíduos menores. Inclusive, são as espécies esclerófilas que estão fortemente diminuídas com respeito à Mata Alta o que supõe que foram extraídas as espécies de lenho duro, segundo a simples equação folhas duras, lenho duro.

Aparece então uma significativa abundância de Fabaceae e Euphorbiaceae, conformando uma comunidade arbórea de espécies predominantemente não esclerófilas, ricas em nitrogênio e nutrientes, especialmente Ca. As quantidades de matéria orgânica e nitrogênio do solo são importantes, assim como as quantidades de bases trocáveis. Desde o ponto de vista funcional, a floresta SE se assemelha mais à Mata Alta que à floresta SQ. Entretanto, a velocidade de decomposição é mais lenta, o que poderia ser graças à importante queda de galhos, que contribuem para o acúmulo de matéria orgânica no topo do solo.

No caso da mata após corte e queima, nota-se, sobretudo, uma menor densidade de indivíduos e uma menor riqueza de espécies que nos outros sistemas. Pode-se considerar a hipótese de que este sistema foi afetado com relação à menor disponibilidade de nutrientes para regeneração e na pouca disponibilidade de propágulos de espécies (Taylor *et al.*, 2013). Do ponto de vista da esclerofilia, as espécies secundárias iniciais ali presentes apresentam um caráter intermediário e também esclerófilo e, portanto, folhas relativamente pobres em nitrogênio, o que explica a menor velocidade de decomposição dos aportes em relação à floresta secundária após extrativismo. Como nos casos precedentes, a propriedade das folhas encontra-se em relação estreita com a composição taxonômica e, em particular, com as famílias dominantes. Neste caso, as famílias em questão são Annonaceae, Euphorbiaceae, ou, ainda, Moraceae, Arecaceae e Salicaceae, ou seja, famílias cujas espécies apresentam certo grau de esclerofilia que possibilita a colonização do substrato sem cobertura vegetal. Comparada com a floresta secundária após extrativismo seletivo, a predominância de espécies com maior grau de esclerofilia como resposta à luminosidade direta, por um lado, e a um possível empobrecimento do solo consecutivo à queima, por outro, não pode ser descartada como fator determinante da seleção adaptativa das populações arbóreas. Todavia, a característica comum às florestas secundárias é, por um lado, a menor decomposição dos aportes foliares e, por outro, o acúmulo de matéria orgânica nos horizontes orgânico-minerais Ai e A, em relação à Mata Alta, com 28 to ha⁻¹ e 27 to ha⁻¹ no sistema SE e SQ, respectivamente (ver Figura 11).

CONCLUSÃO GERAL

Em áreas de Floresta Atlântica impactadas pelo homem, a substituição de espécies consideradas secundárias tardias ou clímax por aquelas próprias de início de sucessão, com as respectivas mudanças nas características funcionais das populações arbóreas, encontra-se amplamente documentada (Neves, 1999; Tabarelli *et al.*, 1999; Oliveira, 2002; Oliveira-Filho *et al.*, 2005; Rolim *et al.*, 2006; Villela, 2006; Carvalho *et al.*, 2007; Christo *et al.*, 2009; Finotti *et al.*, 2012). Entretanto, os efeitos de tal substituição em relação aos processos ecossistêmicos são raramente avaliados, apesar de que em teoria é recomendado relacionar diferentes tipos de indicadores numa perspectiva de integração hierárquica dos níveis de espécies e de comunidade até o ecossistema (Garay, 2001; Simberloff, 1998; Ehrenfeld & Toth, 1997).

Em conclusão, os resultados mostram que a compreensão da estrutura e do funcionamento de um mosaico florestal, constituído por diferentes tipos de floresta primária e parcelas resultantes de diferentes impactos antrópicos, deve ser baseada no estudo das interações entre a vegetação e o solo, a fim de caracterizar e validar indicadores ecossistêmicos. Assim, os mecanismos de decomposição da matéria orgânica e a qualidade do folhicho e sua evolução, com consequência direta sobre a reciclagem de nutrientes (Anderson & Swift, 1983; Aerts, 1997; Baillie *et al.*, 2006) são altamente dependentes da composição e estrutura das comunidades arbóreas e de suas características funcionais.

Nesta perspectiva, o subsistema decompositor e, sobretudo, as formas de húmus, apoiam a hipótese da sustentabilidade funcional dos ecossistemas emergentes após algumas décadas de serem impactados pelas atividades humanas. No total, guardadas as limitações impostas por estudos pontuais, a variabilidade de fácies florestais determinadas por fatores mesológicos ou, inclusive, antrópicos parece levar a uma maior expressão da diversidade funcional do conjunto das populações arbóreas.

Em linhas gerais, as denominadas florestas secundárias aqui estudadas, podem ser consideradas como ecossistemas emergentes:

nem o tempo de uma suposta sucessão que alcança o estágio clímax nem a total substituição das populações pioneiras ou secundárias iniciais pelas espécies ameaçadas de extinção que foram extraídas podem ser preditos. Porém, em termos de conservação da biodiversidade, esses sistemas possibilitam uma maior expressão genética de espécies pioneiras e, sobretudo, secundárias iniciais com significativo potencial para ações de recuperação de áreas degradadas e restauração florestal.

AGRADECIMENTOS

O presente trabalho foi financiado pelo Probio - Ministério do Meio Ambiente, Faperj, CNPq, Capes e UFRJ. Somos especialmente gratos ao Dr. Bráulio de Souza Dias assim como ao Prof. Dr. Robert Barbault (*in memoriam*) pelo apoio intelectual dado a nossa pesquisa. Agradecemos igualmente à Companhia Vale pelo apoio outorgado durante anos, por meio de seus funcionários e responsáveis e, em particular, ao Eng. Dr. Renato Moraes de Jesus. Nosso agradecimento se estende igualmente aos numerosos alunos de mestrado e iniciação científica que de diversas maneiras participaram de nossa pesquisa. Gostaríamos de agradecer igualmente aos revisores que possibilitaram melhorar o manuscrito.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Achard, F.; Eva, H.D.; Stibig, H.J.; Mayaux, P.; Gallego, J.; Richards, T. & Malingreau, J.P., 2002. Determination of Deforestation Rates of the World's Humid Tropical Forests. *Science* 297: 999–1002.
- Aerts, R. 1997. Climate, leaf litter chemistry and leaf litter decomposition in terrestrial ecosystems: a triangular relationship. *Oikos* 79: 439–449.
- Anderson, J.M. & Swift, M.J. 1983. Decomposition in tropical forests. Pp. 287–309. In: Sutton C.L., Whitmore, T.C. & Chadwick, A.C. (Eds.). *Tropical Rain Forest: Ecology and Management*. Special Publication Number 2 of The British Ecological Society. Oxford, London, Edinburgh, Boston, Melbourne, Blackwell Scientific Publications.
- Anderson, J.M.; Proctor, J. & Vallack, H.W. 1983. Ecological studies in four contrasting lowland rain forests in Gunung Mulu National Park, Sarawak. III. Decomposition processes and nutrient losses from leaf litter. *J. Ecol.* 71: 503–527.

- Asner, G.P.; Knapp, D.E.; Broadbent, E.N.; Oliveira, P.J.C.; Keller, M. & Silva, J.N. 2005. Selective Logging in the Brazilian Amazon. *Science* 310: 480–482.
- Babel, U. 1971. Gliederung und Beschreibung des Humusprofils in mittel-europäischen Wäldern. *Geoderma* 2: 297–324.
- Babel, U. 1975. Micromorphology of soil organic matter. Pp. 369–473. In: Gieseking J.E. (Ed.). *Soil components. V. 2. Organic components*. Berlin, Heidelberg, New York, Springer-Verlag.
- Baillie, I.C.; Ashton, P.S.; Chin, S.P.; Davies, S.J.; Palmiotto, P.A.; Russo, S.E. & Tan, S. 2006. Spatial associations of humus, nutrients and soils in mixed dipterocarp forest at Lambir, Sarawak, Malaysian Borneo. *Journal of Tropical Ecology* 22: 543–553.
- Berthelin, J.; Leyval, C. & Toutain, F. 1994. Biologie des sols: rôle des organismes dans l'altération et l'humification. Pp. 143–211. In: Bonneau M. & Souchier B. (Eds.), *Pédologie. 2. Constituants et propriétés du sol*. Paris, Masson.
- Blandin, P.; Abbadie, L.; Courault, S.; Garay, I. & J.J. 1980. Etude d'un écosystème forestier mixte. I. Climat, structure de la végétation et retombées de litière. *Revue d'Écologie et de Biologie du Sol* 17(2): 181–198.
- Brasil, 2012. Lei Nº 12.651, de 25 de maio de 2012. Brasília. Presidência da República, Casa Civil, Subchefia para Assuntos Jurídicos.
- Brethes, A.; Brun, J.J.; Jabiol, B.; Ponge, J.-F. & Toutain, F. 1995. Classification of forest humus forms: a French proposal. *Annales de Sciences Forestières* 52: 535–546.
- Burghouts, T.B.A.; Van Straten, N.M. & Bruijnzeel, L.A. 1998. Spatial heterogeneity of element and litter turnover in a Bornean rain forest. *Journal of Tropical Ecology* 14: 477–506.
- Carvalho, F.A.; Nascimento, M.T. & Braga, J.M.A. 2007. Estrutura e composição florística do estrato arbóreo de um remanescente de Mata Atlântica Submontana no município de Rio Bonito, RJ, Brasil (mata do Rio Vermelho). *Revista Árvore* 31(4): 717–730.
- Cesário, F.V.; Junior, E.C.; Balieiro, F.C. & Garay, I. 2015. Formas de Húmus: potencial e perspectivas de uso na avaliação da integridade funcional de fragmentos da região Serrana do Rio de Janeiro. Pp. 219–225. In: *Serviços Ambientais em Sistemas Agrícolas e Florestais do Bioma Mata Atlântica*, Parron, L.M., Garcia, J.R., Oliveira, E.B., Brown, G.G., Prado, R.B. (eds.). Brasília, DF, Embrapa.
- Christo, A.G.; R.R. Guedes-Bruni; Sobrinho, F.A.P.; Silva, A.G. & Peixoto, A.L. 2009. Structure of the shrub-arboreal component of an Atlantic Forest fragment on a hillock in the central lowland of Rio de Janeiro, Brazil. *Interciência* 4(4): 232–239.
- Dale, V.H. & Beyeler, S.C. 2001. Challenges in the development and use of ecological indicators. *Ecological Indicators* 1: 3–10.
- Dean, W. 1997. With Broadax and Firebrand. *The Destruction of the Brazilian Atlantic Forest*. Pp. 1–504. Berkeley, Los Angeles, London, University of California Press.
- Delecour, P. 1980. Essai de classification pratique des humus. *Pédologie* 30: 225–241.
- Descheemaeker, K.; Muys, B.; Nyssen, J.; Sauwens, W.; Haile, M.; Poesen J.; Raes, D. & Deckers, J. 2009. Humus Form Development during Forest Restoration in Enclosures of the Tigray Highlands, Northern Ethiopia. *Restoration Ecology* 17: 280–289.
- Duchaufour, Ph. & Toutain, F. 1985. Apport de la pédologie à l'étude des écosystèmes. *Bulletin d'Ecologie* 17: 1–9.
- Eamus, D. 1999. Ecophysiological traits of deciduous and evergreen woody species in the seasonally dry tropics. *Tree* 14(1): 11–16.
- Ehrenfeld, J.G. & Toth, L.A. 1997. Restoration ecology and the ecosystems perspectives. *Restoration Ecology* 5(4): 307–317.
- Embrapa, 1997. *Manual de métodos de análise de Solo*. 2a ed. Pp. 1–212. Rio de Janeiro. Rio de Janeiro, Brasília, Centro Nacional de Pesquisa de Solos.
- Embrapa, 2006. *Sistema brasileiro de classificação de solos*. Pp. 1–306. 2. ed. Embrapa-SPI. Rio de Janeiro, RJ, Embrapa-Centro Nacional de Pesquisa de Solos.
- Emmer, I.M. & Sevink, J. 1994. Temporal and vertical changes in the humus form profile during a primary succession of *Pinus sylvestris*. *Plant and Soil* 167: 281–295.
- Feller, C.; Blanchart, E.; Jabiol, B. & Greve, M.H. 2005. Quand l'humus est à l'origine de la pédologie. 1. Les travaux du forestier danois P.E. Müller (1840–1926). *Étude et Gestion des Sols* 12: 101–122.
- Finotti, R.; Kurtz, B.; Cerqueira, R. & Garay, I. 2012. Variações na estrutura diamétrica, composição florística e características sucessionais de fragmentos florestais da bacia do rio Guapiaçu (Guapi-mirim/Cachoeiras de Macacu-RJ). *Acta Botanica Brasilica* 26(2): 453–464.
- Fischer, V.H.; Bens, O. & Hüttel, R.F. 2002. Veränderung von Humusform, -vorrat, und -verteilung im Zuge vom Waldumbau-Massnahmen im Nordostdeutschen Tiefland. (Changes in Humus Form, Humus Stock and Soil Organic Matter Distribution Caused by Forest Transformation in the North-Eastern Lowlands of Germany). *Forstwissenschaftliches Centralblatt* 121: 322–334.

- Fons, J. & Klinka, K. 1998. Chemical and biotic properties and temporal variation of moder humus forms in the rain forest near Vancouver, British Columbia. *Geoderma* 86: 83–98.
- Fons, J.; Klinka, K. & Kabzems, R.D. 1998. Humus forms of trembling aspen ecosystems in northeastern British Columbia (Lamimor). *Forest Ecology and Management* 105: 241–250.
- Fourrier, A.; Pothier, D. & Bouchard, M. 2013. A comparative study of long-term stand growth in eastern Canadian boreal forest: Fire versus clear-cut. *Forest Ecology and Management* 310:10–18.
- Garay, I.; Noronha, F. & Moraes, V.R. 2008. Raízes finas nos horizontes do topo do solo em relação a atividades extrativistas em fragmentos de Floresta Atlântica de Tabuleiros, em Sooretama, ES. *Floresta e Ambiente* 15: 34 – 48.
- Garay, I. & Kindel, A. 2001. Diversidade funcional em fragmentos de Floresta Atlântica: valor indicador das formas de húmus florestais. Pp. 350–368. In: Garay, I. & Dias, B. (Eds.). *Conservação da Biodiversidade em ecossistemas tropicais. Avanços conceituais e revisão de novas metodologias de avaliação e monitoramento*. Petrópolis, Editora Vozes.
- Garay, I. & Rizzini, M.C. 2004. A Floresta Atlântica de Tabuleiros: Diversidade Funcional da Cobertura Arbórea. Pp. 200. Petrópolis, Editora Vozes.
- Garay, I. 1980. Étude d'un écosystème forestier mixte. II. Les sols. *Revue d'Écologie et de Biologie du Sol*, 17(4):525–541.
- Garay, I. 2001. Avaliação do Status da Biodiversidade ao Nível do Ecossistema. Pp. 399–411. In: Garay, I. & Dias, B. (Eds.). *Conservação da Biodiversidade em ecossistemas tropicais. Avanços conceituais e revisão de novas metodologias de avaliação e monitoramento*. Petrópolis, Editora Vozes.
- Garay, I. 2006. Construir as dimensões humanas da biodiversidade. Uma abordagem transdisciplinar para a Floresta Atlântica de Tabuleiros. Pp. 413–445. In: Garay, I. & Becker, B. (Eds.). *As dimensões humanas da biodiversidade. O desafio de novas relações sociedade-natureza no século XXI*. Petrópolis, Editora Vozes.
- Garay, I.; A. Kindel & de Jesus, R.M. 1995. Diversity of humus forms in the Atlantic Forest ecosystems (Brazil): the Tableland Atlantic Forest. *Acta Oecologica* 16: 553–570.
- Gentry, A.H. 1992. Tropical forest biodiversity: distributional patterns and their conservational significance. *Oikos* 63: 19–28.
- Green, R.N.; Trowbridge, R.L. & Klinka, K. 1993. Towards a taxonomic classification of humus forms. *Forest Science Monograph* 29: 1–48.
- Hobbs, R.; Arico, S.; Aronson, J.; Baron, J.; Bridgewater, P.; Cramer, V.A.; Epstein, P.R.; Ewel, J.J.; Klink, C.A.; Lugo, A.E.; Norton, D.; Ojima, D.; Richardson, D.M.; Sanderson, E.W.; Valladares, F.; Vilà, M.; Zamora, R. & Zobel, M. 2006. Novel ecosystems: theoretical and management aspects of the new ecological world order. *Global Ecology and Biogeography* 15:1–7.
- Holdsworth, A.R. & Uhl, C. 1997. Fire in eastern Amazonian logged rain and the potential fire reduction. *Ecological Applications* 7: 713–725.
- ITTO, 2002. Guidelines for the restoration management and rehabilitation of degraded and secondary tropical forests. Yokohama, International Tropical Timber Organization, Policy Development, series nº13.
- ITTO, 2012. Uses and Impacts of Criteria & Indicators for Sustainable Forest Management at the Field/FMU Level and Other Operational Levels. Pp. 76. Yokohama, International Tropical Timber Organization, Joint session of the committees, 46 session.
- Jabiol, B.; Zanella, A.; Englisch, M.; Hager, H.; Katzensteiner, K. & Waals, R. 2004. Towards an European Classification of Terrestrial Humus Forms. Freiburg (DEU), Eurosoil 2004, PRODINRA, Arquivo ouverte des productions de l'INRA.
- Jesus, R.M. & Rolim, S.G. 2005. Fitossociologia da floresta atlântica de tabuleiro em Linhares (ES). Pp. 1–149. Viçosa, Boletim Técnico SIF 19.
- Jesus, R.M. 1987. Mata Atlântica de Linhares. Aspectos florestais. Pp. 35–71. In: *Anais do Seminário sobre Desenvolvimento Econômico e Impacto Ambiental em Áreas do Trópico Úmido Brasileiro. A experiência da CVRD*. V1. Rio de Janeiro, Companhia Vale do Rio Doce (CVRD).
- Kindel, A. & Garay, I. 2001. Caracterização dos ecossistemas de Floresta Atlântica por meio das formas de húmus. *Revista Brasileira de Ciência do Solo* 25: 551–563.
- Kindel, A. & Garay, I. 2002. Humus form in ecosystems of the Atlantic Forest, Brazil. *Geoderma* 108: 101–118.
- Kindel, A.; Barbosa, P.M.S.; Pérez, D.V. & Garay, I. 1999. Efeito do extrativismo seletivo de espécies arbóreas da Floresta Atlântica de Tabuleiros na matéria orgânica e outros atributos do solo. *Revista Brasileira de Ciência do Solo* 23: 465–474.
- Klinka, K.; Wang, Q. & Carter, R.E. 1990. Relationships among humus forms, forest floor nutrients properties, and understory vegetation. *Forest Science* 36: 564–581.
- Kounda-Kiki, C.; Vaçulik, A.; Ponge, J.F. & Sarthou, C. 2006. Humus profiles under main vegetation types in

- a rock savanna (Nouragues inselberg, French Guiana). *Geoderma* 136: 819–829.
- Laurance, W.F.; Delamonica, P.; Laurance, S.G.; Vasconcelos, H.L. & Lovejoy, T.E. 2000. Rainforest fragmentation kills big trees. *Nature* 404: 836.
- Lavorel, S. & Garnier, E. 2002. Predicting changes in community composition and ecosystem functioning from plant traits: revisiting the Holy Grail. *Functional Ecology* 16: 545–556.
- Lips, J. & Duivenvoorden, J.F. 1996. Fine litter input to terrestrial humus form in Colombian Amazonia. *Oecologia* 108: 138–150.
- Loranger, G.; Ponge, J.F. & Lavelle, P. 2003. Humus forms in two secondary semi-evergreen tropical forests. *European Journal of Soil Science* 54: 17–24.
- Louzada, M.A.P. 2004. As características quantitativas e qualitativas dos aportes orgânicos em Floresta Atlântica de Tabuleiros: uma avaliação da diversidade arbórea no funcionamento do ecossistema. Pp 1–350. Tese de Doutorado. Rio de Janeiro, Programa de Pós Graduação em Ecologia, Universidade Federal do Rio de Janeiro.
- Louzada, M.A.P.; Curvello, A.; Barbosa, J.H.C. & Garay, I. 1997. O aporte de matéria orgânica ao solo: quantificação, fenologia e suas relações com a composição específica em área de Floresta Atlântica de Tabuleiros. *Leandra* 12: 27–32.
- Malagón, D.; Sevink, J., & Garay, I. 1989. Methods for soil analysis. Pp. 29–40. In: Müller-Dombois, D.; Little, M.A., & Van der Hammen, T. (Eds.). *Manual of methods for mountain transect studies. Comparative studies in tropical mountain ecosystems*. Paris, International Union of Biological Sciences.
- Milton, S.J. 2003. 'Emerging ecosystems' – a washing-stone for ecologists, economists and sociologists? *South African Journal of Science* 99: 404–406.
- MMA, 2002. Biodiversidade Brasileira. Avaliação e identificação de áreas e ações prioritárias para conservação, utilização sustentável e repartição dos benefícios da biodiversidade nos biomas brasileiros. Pp. 1–404. Brasília, Ministério do Meio Ambiente, Secretaria de Biodiversidade e Florestas.
- Myers, N.; Mittermeier, R.A.; Mittermeier, C.G.; Da Fonseca, G.A.B. & Kent, J. 2000. Biodiversity hotspots for conservation priorities. *Nature* 403: 853–858.
- Neves, G.M.S. 1999. Florística e estrutura da comunidade arbustivo-arbórea em dois remanescentes de floresta atlântica secundária na Reserva Biológica de Poço das Antas, Silva Jardim, Rio de Janeiro. Pp. 1–118. Tese de mestrado. Rio de Janeiro, Museu Nacional, UFRJ.
- Oliveira, R.R. 2002. Ação antrópica e resultante sobre a estrutura e composição da Mata Atlântica na Ilha Grande, RJ. *Rodriguesia* 53(82): 33–58.
- Oliveira-Filho, A.T.; Tameirão-Neto, E.; Carvalho, W.A.C.; Werneck, M.; Brina, A.E.; Vidal, C.V.; Rezende, S.C. & Pereira, J.A.A. 2005. Análise florística do compartimento arbóreo de áreas de Floresta Atlântica sensu lato na região das bacias do leste (Bahia, Minas Gerais, Espírito Santo e Rio de Janeiro). *Rodriguesia* 56(87): 185–235.
- Olson, J. 1963. Energy storage and the balance of producers and decomposers in ecological systems. *Ecology* 44: 321–331.
- Peixoto, A.L. & Gentry, A. 1990. Diversidade e composição florística da Mata de Tabuleiro na Reserva Florestal de Linhares (Espírito Santo, Brasil). *Revista Brasileira de Botânica* 13: 19–25.
- Pellens, R.; Garay, I. & Grandcolas, P. 2010. Biodiversity conservation and management in the Brazilian Atlantic forest: every fragment must be considered. Pp. 1–37. In: Rescigno V. & Maletta S. (Ed.). *Biodiversity Hotspots*. New York, Nova Publishers.
- Peres, C.A.; Gardner, T.A.; Barlow, J.; Zuanon, J.; Michalski, F.; Lees, A.C.; Vieira, I.C.G.; Moreira, F.M.S. & Feeley, K.J. 2010. Biodiversity conservation in human-modified Amazonian forest landscapes. *Biological Conservation* 143: 2314–2327.
- Pérez, D.V.; Alcantara, S.; Ribeiro, C.C.; Pereira, R.E.; Fontes, G.C.; Wasserman, M.A.; Venezuela, T.C.; Meneguelli, N.A.; Macedo, J.R. & Barradas, C.A.A. 2007. Composted municipal waste ejects on chemical properties of a Brazilian soil. *Bioresource Technology* 98: 525–533.
- Phillips, O.L. 1997. The changing ecology of tropical forests. *Biodiversity Conservation* 6: 291–311.
- Ponge, J.F. & Chevalier, R. 2006. Humus Index as an indicator of forest stand and soil properties. *Forest Ecology and Management*, (233) 1: 165–175.
- Ponge, J.F. 2013. Plant-soil feedbacks mediated by humus forms: A review. *Soil Biology and Biochemistry* 57: 1048–1060.
- Ponge, J.F.; Chevalier, R. & Lousot, P. 2002. Humus Index: An Integrated Tool for the Assessment of Forest Floor and Topsoil Properties. *Soil Science Society of America Journal* 66: 1996–2001.
- Rizzini, C.M. 2000. Diversidade funcional do estrato arbóreo como indicador do status da biodiversidade em Floresta Atlântica de Tabuleiros (Linhares, ES). Pp. 1–150. Tese de Doutorado em Geografia. Rio de Janeiro, Programa de Pós-Graduação em Geografia, Universidade Federal do Rio de Janeiro.
- Rizzini, C.M.; Aduan, R.E.; Jesus, R.M. de & Garay, I. 1997. Floresta Pluvial de Tabuleiro, Linhares, ES, Brasil: Sistemas Primários e Secundários. *Leandra* 12: 54–76.

- Rodrigues, P.J. 2004. A Vegetação da Reserva Biológica União e os efeitos de borda na Mata Atlântica Fragmentada. Tese de Doutorado. Pp. 1-143. Campos dos Goytacazes, Universidade Estadual do Norte Fluminense.
- Rolim, S.G.; Couto, H.T.Z. & Jesus, R.M. 1999. Mortalidade e recrutamento de árvores na Floresta Atlântica em Linhares (ES). *Scientia Forestalis* 55: 49-69.
- Rolim, S.G.; Ivanauskas N.M.; Rodrigues, R.R.; Nascimento, M.T.; Gomes, J.M.L.; Folli, D.A. & Couto, H.T.Z. 2006. Composição Florística do estrato arbóreo da Floresta Estacional Semidecidual na Planície Aluvial do rio Doce, Linhares, ES, Brasil. *Acta Botanica Brasilica* 20 (3): 549-561.
- Saatchi, S.; Agosti, D.; Alger, K.; Delabie, J. & Musinsky, J. 2001. Examining fragmentation and loss of primary forest in the Southern Bahian Atlantic Forest of Brazil with radar imagery. *Conservation Biology* 15: 867-875.
- Santos, R.D. dos; Barreto W.O.; Araújo, W.S.; Claessen, M.E.C.; Pérez, D.V.; Paula, J.L. de; Sousa, J.L.R. & Souza, J.S. 2004. Levantamento expedito dos solos das Reservas Florestais de Linhares e Sooretama no estado do Espírito Santo. Pp. 1-68. Boletim de Pesquisa Desenvolvimento no.49. Rio de Janeiro, EMBRAPA- Centro Nacional de Pesquisa de Solos.
- Simberloff, D. 1998. Flagships, umbrellas, and keystones: is single-species management passé in the landscape era? *Biological Conservation* 83 (3): 247-257.
- SOS Mata Atlântica/Inpe/Isa 2014. Atlas da evolução dos remanescentes florestais. Pp 61.
- Souza, A.L.; Schettino, S.; Jesus, R.M. de & Vale, A.B. 2002. Dinâmica da regeneração natural em uma floresta ombrófila densa secundária, após corte de cipós. Reserva Natural da Companhia Vale do Rio Doce S.A., estado do Espírito Santo, Brasil. *Revista Árvore* 26 (4): 411-419.
- Tabarelli, M.; Mantovani, W. & Peres, C.A. 1999. Effects of habitat fragmentation on plant guild structure in the montane Atlantic forest of southeastern Brazil. *Biological Conservation* 91: 119-127.
- Taylor, A.R.; Hart, T. & Chena, H.Y.H. 2013. Tree community structural development in young boreal forests: A comparison of fire and harvesting disturbance. *Forest Ecology and Management* 310: 19-26.
- Thomas, W.W.M.; Carvalho, A.M.V.; Amorim, A.M.A.; Garrison, J. & Arbeláez, A. 1998. Plant endemism in two forests in southern Bahia, Brazil. *Biodiversity Conservation* 7: 311-322.
- UNEP, 2001. Assessment of the status of the world's remaining closed forests. Pp. 1-67. Nairobi, Kenya, United Nations Environment Program.
- Van Andel, J. & Aronson, J. 2012. *Restoration Ecology: The New Frontier* (2a ed.). Pp. xvii+381. Oxford, Blackwell Publishing.
- Vicens, R.S.; Cruz, C.B.M. & Rizzini, M.C. 1998. Utilização de técnicas de sensoriamento remoto na análise da cobertura vegetal da Reserva Florestal de Linhares, ES. Pp. 1561-1572. In: Anais do IX Simpósio Brasileiro de Sensoriamento Remoto. São José dos Campos, São Paulo, Instituto Nacional de Pesquisas Espaciais.
- Villela, D.M.; Nascimento, M.T.; Aragão, L.E.O.C. & Gama, D.M. 2006. Effect of selective logging on forest structure and nutrient cycling in a seasonally dry Brazilian Atlantic forest. *Journal of Biogeography* 33: 506-516.
- Zanella, A.; Jabiol, B.; Ponge, J.F.; Sartori, G.; De Waal, R.; Van Delft, B.; Graefe, U.; Cools, N.; Katzensteiner, K. & Hager, H. 2009. Toward a european humus forms reference base. *Studi Trentini di Scienze Naturali* 85: 145-151.

Anexo: Lista das 30 espécies mais importantes nas amostras das florestas primárias e secundárias. número de coleção no Herbário CVRD; abreviação e grupo sucessional. PI: espécies pioneiras; SI: espécies secundárias iniciais; ST: espécies secundárias tardias; CL: espécies climáticas.

Família	Herbário CVRD	Abreviação	Grupo
ACHARIACEAE			
<i>Carpotroche brasiliensis</i> (Raddi.) A. Gray	327	CARBRA	CL
ANACARDIACEAE			
<i>Astronium concinnum</i> (Engl.) Schott	153	ASTCON	SI
<i>Spondias</i> cf. <i>macrocarpa</i> Engl.	86	SPOMAC	SI
<i>Spondias venulosa</i> Mart. ex Engl.	85	SPOVEN	SI
ANNONACEAE			
<i>Guatteria sellowiana</i> Schldtl.	300	GUASEL	SI
<i>Annona dolabripetala</i> Raddi	301	ANNNEO	SI
APOCYNACEAE			
<i>Geissospermum laeve</i> (Vell.) Baill.	282	GEILAE	CL
ARALIACEAE			
<i>Schefflera morototoni</i> (Aubl.) Maguire, Steyermark & Frodin	175	SCHMOR	PI
ARECACEAE			
<i>Astrocaryum aculeatissimum</i> (Schott) Burret	506	ASTACU	CL
<i>Allagoptera caudescens</i> (Mart.) Kuntze	509	ALLCAU	SI
BIGNONIACEAE			
<i>Handroanthus riococensis</i> A. Gentry	195	HANRIO	SI
BORAGINACEAE			
<i>Cordia ecalyculata</i> Vell.	140	CORECA	SI
BURSERACEAE			
<i>Protium heptaphyllum</i> (Aubl.) March. subsp. <i>heptaphyllum</i>	76	PROHEP	SI
<i>Protium</i> aff. <i>warmingianum</i> March.	12	PROWAR	ST
CARICACEAE			
<i>Jacaratia heptaphylla</i> (Vell.) A. DC.	230	JACHEP	SI
<i>Jacaratia spinosa</i> (Aubl.) A. DC.	229	JACSPI	PI
CARYOCARACEAE			
<i>Caryocar edule</i> Casar.	291	CAREDU	ST
CHRYSOBALANACEAE			
<i>Couepia schottii</i> Fritsch	250	COUSCH	CL
COMBRETACEAE			
<i>Terminalia mameluco</i> Pickel	286	TERMAM	SI
EUPHORBIACEAE			
<i>Brasilicroton mamoninha</i> P.E. Berry & Cordeiro	232	BRAMAM	SI
<i>Caryodendron janeirense</i> Müll. Arg.	10	CARJAN	ST
<i>Glycydendron amazonicum</i> Ducke	141	GLYAMA	SI
<i>Joannesia princeps</i> Vell.	71	JOAPRI	PI
<i>Sapium glandulosum</i> (L.) Morong	418	SAPGLA	SI
<i>Sebastiania discolor</i> (Spreng.) Müll. Arg.	498	SEBDIS	ST
<i>Senefeldera multiflora</i> Mart.	331	SENMUL	CL
FABACEAE			
<i>Dalbergia nigra</i> (Vell.) Allemão ex Benth.	204	DALNIG	SI
<i>Dialium guianense</i> (Aubl.) Sandwith	208	DIAGUI	ST
<i>Dimorphandra jorgei</i> M.F. Silva	281	DIMJOR	SI
<i>Goniorrhachis marginata</i> Taub.	166	GONMAR	ST
<i>Inga striata</i> Benth.	183	INGSTR	SI
<i>Lonchocarpus cultratus</i> (Vell.) Az. - Tozzi & H.C. Lima	262	LONCUL	SI
<i>Machaerium fulvovenosum</i> H.C. Lima	205	MACFUL	ST
<i>Moldenhawera papillanthera</i> L.P. Queiroz, G.P. Lewis & R. Allkin	84	MOLPAP	SI
<i>Parkia pendula</i> (Willd.) Benth.	218	PARPEN	SI
<i>Pseudopiptadenia contorta</i> (DC.) G.P. Lewis & M.P.M. de Lima	24	PSECON	SI
<i>Pterocarpus rohrii</i> Vahl.	283	PTEROH	SI
<i>Senegalia polyphylla</i> (DC.) Britton & Rose	23	SENPOL	SI
<i>Swartzia apetala</i> var. <i>glabra</i> (Vogel) R.S. Cowan	395	SWAAPE	CL
LAURACEAE			
<i>Ocotea elegans</i> Mez	439	OCOELE	CL
LECYTHIDACEAE			
<i>Cariniana legalis</i> (Mart.) Kuntze.	215	CARLEG	ST

<i>Eschweilera</i> cf. <i>ovata</i> (Cambess.) Miers.	178	ESCOVA	ST
<i>Lecythis lanceolata</i> Poir.	325	LECLAN	CL
<i>Lecythis lurida</i> (Miers) S.A.Mori	193	LECLUR	CL
MALPIGHIACEAE			
<i>Byrsonima stipulacea</i> (Juss.) Nied.	256	BYRSTI	PI
MALVACEAE			
<i>Eriotheca macrophylla</i> (K. Schum.) A. Robyns	179	ERIMAC	SI
<i>Hydrogaster trinervis</i> Kuhlms.	72	HYDTRI	SI
<i>Pavonia calyculosa</i> St.-Hilaire & Naudin	9	PAVCAL	PI
<i>Pseudobombax grandiflorum</i> (Cav.) A. Robyns	272	PSEGRA	SI
<i>Quararibea penduliflora</i> (A.St.Hil.) K. Schum.	313	QUAPEN	CL
<i>Sterculia speciosa</i> Ducke	176	STESPE	CL
MELIACEAE			
<i>Cedrela odorata</i> Linn.	118	CEDODO	SI
<i>Trichilia casaretti</i> C.DC.	449	TRICAS	CL
MORACEAE			
<i>Brosimum glaucum</i> Taub.	220	BROGLA	ST
<i>Brosimum guianense</i> (Aubl.) Huber	353	BROGUI	CL
<i>Ficus gomelleira</i> Klunth & Bouche	243	FICGOM	SI
<i>Helicostylis tomentosa</i> (Poep. et Endl.) Rusby	207	HELTOM	ST
<i>Naucleopsis oblongifolia</i> (Kuhlms.) Carauta	53	NAUOBL	CL
<i>Pourouma guianensis</i> Aubl. subsp. <i>guianensis</i>	352	POUGUI	CL
<i>Sorocea guilleminiana</i> Gaudich.	139	SORGUI	CL
MYRISTICACEAE			
<i>Virola gardneri</i> (A.DC.) Warb.	69	VIRGAR	CL
<i>Virola bicuhyba</i> (Schott ex Spreng.) Warb.	70	VIRBIC	CL
MYRTACEAE			
<i>Calyptanthes lucida</i> var. <i>polyantha</i> (Berg) C.D.Legrand	499	CALLUC	CL
<i>Campomanesia espiritosantensis</i> Landrum	391	CAMESP	CL
<i>Eugenia excelsa</i> O.Berg	64	EUGEXC	ST
<i>Eugenia fusca</i> O.Berg	64	EUGFUS	ST
<i>Eugenia platyphylla</i> O.Berg	366	EUGPLA	CL
<i>Plinia involocrata</i> (Berg) McVaugh.	206	PLIINV	ST
NYCTAGINACEAE			
<i>Guapira opposita</i> (Vell.) Reitz	216	GUAOPP	SI
<i>Pisonia</i> aff. <i>ambigua</i> Heimerl	237	PISAMB	SI
RUTACEAE			
<i>Galipea</i> cf. <i>laxiflora</i> Engl.	155	GALLAX	CL
<i>Neoraputia alba</i> (Nees & Mart.) Emmerich	37	NEOALB	CL
<i>Ravenia infelix</i> Vell.	269	RAVINF	CL
SALICACEAE			
<i>Banara brasiliensis</i> (Schott) Benth.	426	BANBRA	SI
<i>Casearia commersoniana</i> Cambess.	421	CASCOM	CL
SAPINDACEAE			
<i>Cupania</i> cf. <i>scrobiculata</i> L.C. Rich.	88	CUPSCR	CL
<i>Pseudima frutescens</i> (Aubl.) Radlk.	523	PSEFRU	CL
SAPOTACEAE			
<i>Chrysophyllum</i> aff. <i>januariense</i> Eichler	381	CHRJAN	CL
<i>Chrysophyllum gonocarpum</i> (Mart. & Eichler ex Miq.) Engl.	54	CHRGON	CL
<i>Ecclinusa ramiflora</i> Mart.	2	ECCRAM	ST
<i>Manilkara bella</i> Monach.	275	MANBEL	CL
<i>Manilkara salzmannii</i> (A.DC.) H.J.Lam	240	MANSAL	CL
<i>Micropholis</i> aff. <i>gnaphalocladus</i> Pierre	109	MICGNA	CL
<i>Micropholis crassipedicellata</i> (Mart. & Eichler.) Pierre	130	MICCRA	CL
<i>Pouteria</i> aff. <i>guianensis</i> Aubl.	59	POUGUI	CL
<i>Pouteria butyrocarpa</i> (Kuhlms.) T.D.Penn.	234	POUBUT	CL
<i>Pouteria coelomatica</i> Rizzini	3	POUCOE	ST
OLACACEAE			
<i>Schoepfia brasiliensis</i> A. DC.	341	SCHOBL	CL
SIMAROUBACEAE			
<i>Simaruba amara</i> Aubl.	114	SIMAMA	SI
VIOLACEAE			
<i>Rinorea bahiensis</i> (Moric.) Kuntze	334	RINBAH	CL

8 EFEITO DE BORDA NA FUNCIONALIDADE DOS GRANDES FRAGMENTOS DE FLORESTA DE TABULEIRO DO NORTE DO ESPÍRITO SANTO

Luiz Fernando Silva Magnago, Fabio Antonio Ribeiro Matos, Sebastião Venâncio Martins, João Augusto Alves Meira Neto & Eduardo van den Berg

INTRODUÇÃO

Quando pensamos na Floresta Atlântica brasileira, as primeiras coisas que lembramos são da elevada riqueza de espécies que se pode encontrar e o quão desmatado está esse domínio fitogeográfico (ver Ribeiro *et al.*, 2009). Na Floresta Atlântica é possível encontrar mais de 380 espécies arbóreas em apenas um hectare de floresta (Saiter *et al.*, 2011). Em decorrência do desmatamento, toda essa riqueza de espécies está confinada em apenas 11,26% de cobertura florestal remanescente, da qual 80% dos fragmentos são menores que 50 hectares (Ribeiro *et al.*, 2009). Muitas vezes as paisagens estão fragmentadas a ponto de impactar severamente a riqueza de espécies existentes (p. ex. Pardini *et al.*, 2010), fazendo com que florestas mega diversas como a Floresta Atlântica esteja entre as mais ameaçadas do planeta (Fonseca *et al.*, 2004), figurando entre os “hotspots” de diversidade propostos por Myers *et al.* (1999).

Estudar as alterações na riqueza e composição de espécies em função dos efeitos da criação de bordas e/ou, da redução dos tamanhos dos fragmentos tem sido um dos temas mais relevantes em estudos sobre florestas tropicais (Laurance *et al.*, 2002; Tabarelli *et al.*, 2010;

Pardini *et al.*, 2010; Pütz *et al.*, 2011), uma vez que dados embasados na identidade taxonômica das espécies revelam informações sobre as interações entre as espécies e as mudanças do ambiente (Macarthur, 1972; Grime 2001; Tilman, 1982; Magurran, 2004), sendo utilizados para indicar áreas relevantes para conservação (Myers, 1988; Hill *et al.*, 2003; Edwards *et al.*, 2011).

Entretanto, as informações embasadas unicamente na identidade taxonômica mostram-se incompletas para demonstrar as mudanças na biodiversidade relacionadas ao ambiente, pois não levam em conta aspectos biológicos e funcionais das espécies, sendo insuficientes para explicar os processos ecossistêmicos (Villéger *et al.*, 2010). O estudo da fragmentação pode ser complexo em razão de uma ampla gama de variáveis ambientais, como atributos microclimáticos e do solo e do histórico de uso da paisagem, além de aspectos intrínsecos de cada ecossistema, como aqueles relacionados à dinâmica florestal e às interações biológicas (Murcia *et al.*, 1995; Laurance *et al.*, 2002; Fahrig, 2003; Harper, *et al.*, 2005). Desta forma, o uso de metodologias que levam em conta o papel funcional das espécies no ambiente, e não apenas seu caráter taxonômico, pode auxiliar as interpretações das relações ecológicas existentes (Chapin, 2003).

Há muitos estudos que tratam dos efeitos da fragmentação e da perda de habitat, porém, em sua grande maioria, tais estudos têm foco nos efeitos sobre a diversidade taxonômica (Laurance *et al.*, 2006; Arroyo-Rodrigues *et al.*, 2009). Mais recentemente, há um crescente interesse na diversidade filogenética e funcional (Cianciaruso *et al.*, 2009; Gastauer & Meira-Neto, 2013). Aqui, iremos nos concentrar nos efeitos da perda de habitat sobre a diversidade funcional em remanescente de floresta tropical de elevada diversidade, evidenciando que esta abordagem se mostra adequada para entendermos mais profundamente os efeitos da fragmentação (p. ex. efeitos de borda).

Contrastando a diversidade taxonômica e funcional

A diversidade taxonômica usualmente é avaliada utilizando-se índices sintéticos de diversidade (p. ex. Shannon-Wiener e Simpson [Maurer & McGill, 2010]), através da combinação da riqueza de espécies presentes em uma amostragem, como a uniformidade da distribuição do número de indivíduos entre as espécies (Colwell, 2009). Apesar de ambos os índices sintéticos ponderarem de forma diferenciada, as espécies raras e a equabilidade, isoladamente, caracterizam inadequadamente a biodiversidade (Magurran, 2004). Outra opção para a avaliação da biodiversidade é considerar o papel de cada espécie nos ecossistemas e suas respostas às variações ambientais (Petchey & Gaston, 2006).

Hipoteticamente, imaginemos duas comunidades de espécies arbóreas de Floresta Ombrófila Densa de Terras Baixas (Floresta de Tabuleiro) na Reserva Natural Vale, cada qual com cinco espécies arbóreas e dois indivíduos por espécie. Na primeira floresta, temos *Abarema cochliacarpus*, *Actinostemon concolor*, *Allagoptera caudescens*, *Annona dolabripetala* e *Astronium concinnum* e na segunda floresta temos cinco espécies pertencente ao gênero *Inga* spp. Se a riqueza e a uniformidade, isto é, distribuição da abundância de indivíduos por espécies, fossem as mesmas, o índice sintético de diversidade também seria o mesmo para ambas as comunidades. Porém, se levarmos em consideração a diversidade biológica em termos de morfologia dos frutos, capacidade de dispersão, disponibilidade de recursos para fauna e traços da história evolutiva,

espera-se que na primeira comunidade a diversidade seja maior. Desta forma, estudos sobre diversidade funcional permitem o entendimento do papel das populações e das comunidades de espécies no funcionamento ecossistêmico (Mcgill *et al.*, 2006).

De maneira geral, a ecologia funcional se embasa na utilização de caracteres (p. ex. morfológicos, fisiológicos e fenológicos; Violle *et al.*, 2007). Portanto, a seleção dos atributos é um ponto chave em estudos de diversidade funcional. A importância da seleção dos atributos funcionais reside no fato de que os atributos selecionados permitirão uma avaliação mais precisa do papel ecológico das espécies em diferentes habitats do que somente a sua identidade taxonômica (Magurran, 2004; McGill *et al.*, 2006; Petchey & Gaston, 2006). Assim, os atributos funcionais devem ser selecionados de acordo com a hipótese que esteja em teste (Cornelissen *et al.*, 2003; Pérez-Harguindeguy *et al.*, 2013), levando em consideração as dimensões do estudo e a viabilidade de se obter determinados atributos funcionais (Magnago *et al.*, 2014).

A Reserva Natural Vale (RNV) e Reserva Biológica de Sooretama apresentam uma elevada relevância para conservação, uma vez que seus tamanhos estão acima dos 20.000 hectares. Fragmentos com desse porte representam apenas 0,08% dos remanescentes de Floresta Atlântica existentes no Brasil (Ribeiro *et al.*, 2009). Essas duas reservas ainda são reconhecidamente detentoras de uma elevada diversidade de espécies vegetais e animais (Peixoto & Silva, 1997; Chiarello *et al.*, 1999; Marsden *et al.*, 2001; Jesus & Rolim, 2005; Magnago *et al.*, 2014).

Partes dos dados apresentados nesse capítulo foram analisados em nível de paisagem e publicados no artigo de Magnago *et al.* (2014), onde abordamos os impactos na funcionalidade de espécies arbóreas em função da redução do tamanho dos fragmentos e da criação do habitat de borda para uma paisagem localizada no norte do Espírito Santo. Neste capítulo, apresentamos um novo enfoque, analisando apenas como o efeito de borda em grandes reservas, o que nos permite entender o papel funcional destes dois grandes blocos florestais na paisagem na qual elas estão inseridas e também mostrar como o efeito de borda pode modificar a funcionalidades desses

grandes remanescentes. Assim, nosso estudo foi conduzido para responder as seguintes questões relacionadas à criação do ambiente de borda em grandes fragmentos: (i) Como os atributos funcionais, em termos de riqueza e do número de indivíduos, respondem ao efeito de borda? (ii) Como a diversidade funcional é impactada pelo efeito de borda? Para isso, amostramos indivíduos de espécies arbóreas em áreas de interior e borda de dois grandes fragmentos de Floresta Atlântica de Tabuleiro na região Norte do Espírito Santo.

MATERIAL E MÉTODOS

Área de estudo

A área de estudo está localizada na região Sudeste do Brasil, no estado do Espírito Santo, nos municípios de Sooretama e Linhares, estando as áreas no entorno das coordenadas 19°04'05"S e 39°57'35"O (Figura 1). A matriz da paisagem é composta por pastagens, café, mamão e principalmente por plantios de *Eucalyptus* spp. (Rolim *et al.*, 2005).

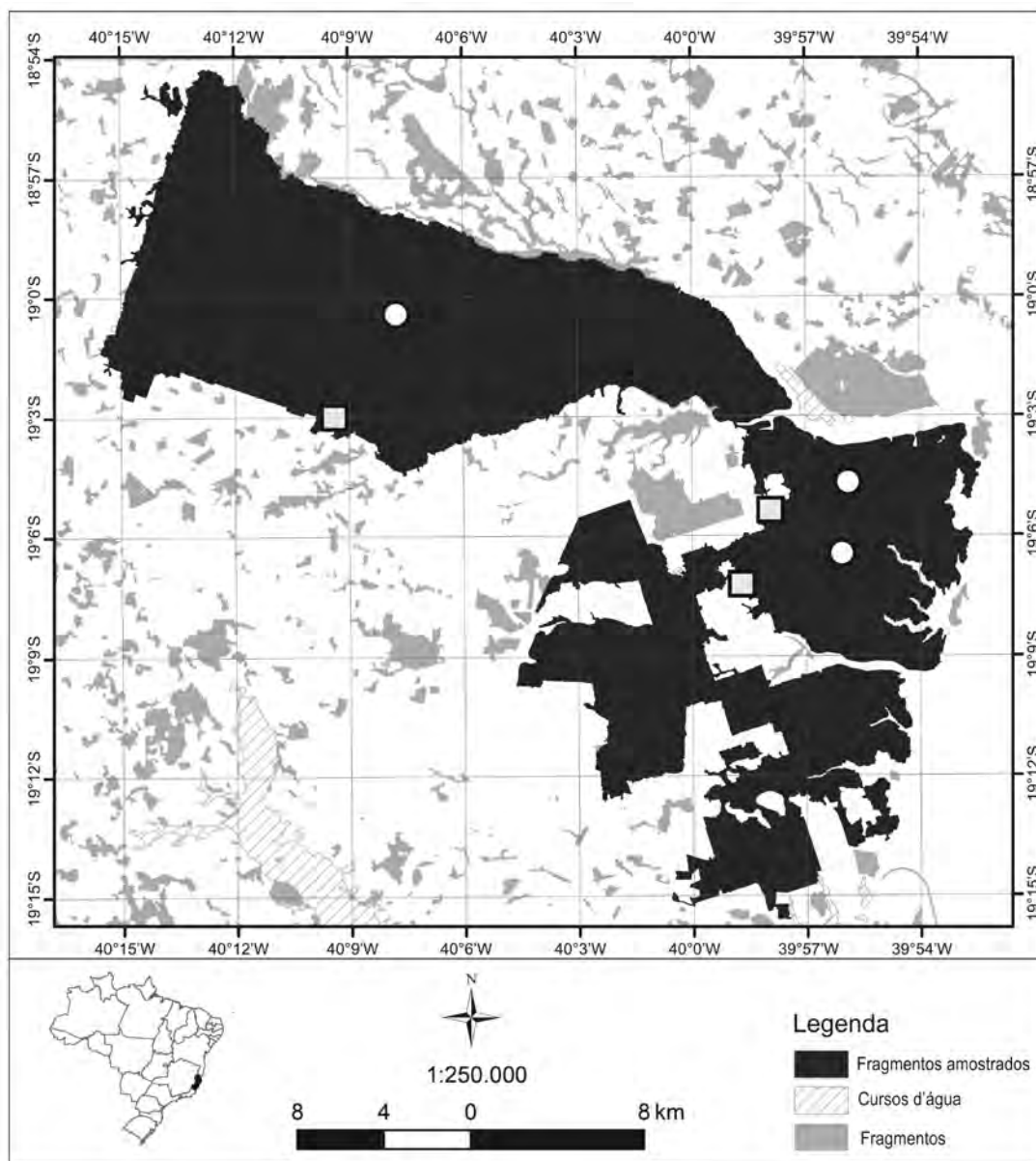


Figura 1: Fragmentos florestais amostrados na paisagem estudada, região Norte do estado do Espírito Santo. Circulos representam o habitat de interior dos fragmentos, enquanto que o quadrado na cor cinza o ambiente de borda para cada um destes remanescentes.

Coleta de dados

Para amostragem da vegetação arbórea, utilizamos o método de parcelas permanentes (Mueller-Dombois & Ellenberg, 1974) com dimensões de 10 × 10 m, dispostas em uma distância mínima de 20 m entre si. Em cada parcela foram amostrados todos os indivíduos arbóreos com circunferência a altura de 1,30 m do solo (CAP) maior ou igual a 15 cm, sendo as parcelas instaladas sempre sobre o mesmo tipo de solo (Argissolo Amarelo).

Para avaliar o efeito da fragmentação, realizamos as amostragens no interior e borda dos fragmentos do grande bloco florestal da Reserva Natural Vale (RNV) e a Reserva Biológica de Sooretama (Rebio), que possuem mais de 20.000 ha de floresta cada. Na RNV e Rebio alocamos 60 parcelas distribuídas em seis transectos de 10 parcelas cada, sendo 30 parcelas na borda e 30 no interior. Os transectos foram distantes, em média, 17,13 km entre si para os transectos de interior e 14,44 km para os transectos de borda (Figura 1).

Tratamento dos dados

Todas as espécies arbóreas dentro de cada parcela foram classificadas quanto à síndrome de dispersão seguindo os critérios propostos por van der Pijl (1982). Foram adotadas duas categorias: (i) espécies zoocóricas, como sendo aquelas que produzem diásporos providos por uma ou mais características que implicam em um potencial uso pela fauna, como, por exemplo, polpa carnosa, arilo, ou outras características tipicamente associadas com agentes dispersores por animais e (ii) espécies não-zoocóricas, como sendo aquelas que apresentam características que indicam dispersão por meios abióticos, como sementes aladas, plumas, ausência de características que indiquem algum tipo de dispersão a não ser própria queda, ou sementes provindas de frutos com deiscência explosiva, mas que também não apresentavam qualquer tipo de características de plantas zoocóricas (p. ex. sementes com arilos, sacotesta, etc.).

Também classificamos as espécies em grupos sucessionais, de acordo com o proposto por Bongers *et al.* (2009), sendo pioneiras aquelas que se desenvolvem em condições dependentes de maior luminosidade, não ocorrendo, em geral, no sub-

bosque; as secundárias iniciais se desenvolvem em condições intermediárias de sombreamento; e as secundárias tardias se desenvolvem exclusivamente em sub-bosque permanentemente sombreado. Para classificar as espécies quanto a essas características ecológicas foi utilizada a base de dados presente em Jesus & Rolim (2005) para a floresta da Reserva Natural Vale.

Para relacionar diretamente a quantidade recurso alimentício, também classificamos os frutos quanto à consistência do pericarpo. Essa classificação foi feita para separar as espécies zoocóricas de frutos secos daquelas com frutos carnosos, já que em geral os frutos carnosos tendem a fornecer mais recursos alimentares (Coombe, 1976). Desta forma, classificamos os frutos das espécies amostradas em frutos carnosos, quando o pericarpo tem consistência carnosa e acumulador de água e frutos secos aqueles com pericarpos secos (Barroso *et al.*, 1999).

Os dados para a densidade da madeira em peso seco (g/cm^3) foram obtidos no banco de dados *The Global Wood Density (GWD) database*, na subseção *Tropical South America* (<http://hdl.handle.net/10255/dryad.235>, Chave *et al.*, 2009; Zanne *et al.*, 2009). Para as espécies amostradas não identificadas em nível de gênero ou não presentes no banco de dados, adotamos os seguintes procedimentos já tradicionalmente empregados (Flores & Coomes, 2011; e Hawes *et al.*, 2012): (i) para as espécies que tivemos apenas a identificação em nível de família e gênero, usamos a média da densidade da madeira do grupo taxonômico; (ii) para espécies que estavam presentes na nossa amostragem, porém não foram encontradas no banco de dados GWD, fizemos uso da média da densidade da madeira do gênero a que a espécie pertence.

As espécies que foram apenas identificadas em nível de morfoespécie representaram apenas 1,13% da riqueza de espécies e 0,22% do número de indivíduos total e foram excluídas das análises envolvendo características funcionais. O material botânico foi determinado a partir de consultas ao Herbário CVRD da Vale, Herbário VIES da Universidade Federal do Espírito Santo e auxílios de especialistas. O material encontrado em estágio reprodutivo foi depositado na coleção

do Herbário Vale da Reserva Natural Vale em Linhares/ES.

Análise dos dados

Para análise da diversidade funcional usamos os três índices propostos por Villéger *et al.* (2008), sendo a riqueza funcional (FRic), a equabilidade funcional (FEve) e a divergência funcional (FDiv). De acordo com Villéger *et al.* (2008) a FRic representa o volume de espaço de casco convexo funcional ocupada pela comunidade, a FEve representa a regularidade da distribuição em número de indivíduos neste volume e a FDiv representa a divergência na distribuição das características das espécies dentro do volume ocupado por cada atributo funcional. Para o cálculo dos três índices, nós utilizamos os métodos e os scripts de Villéger *et al.* (2008), sendo trabalhados no ambiente R (R Development Core Team, 2009).

Para análise dos dados de atributos funcionais e diversidade funcional, construímos Modelos Gerais Linearizados (GLM), comparando de maneira categórica o habitat de borda e interior

dos fragmentos amostrados. Os modelos foram construídos com a função “glm” do pacote “stats”. As distribuições de erros utilizadas foram a de Poisson para os dados de contagem, porém para estes mesmos tipos dados, também aplicamos a distribuição Binomial Negativa. Sempre que necessário, usamos as correções de dados com superdispersão, comuns no uso da família de erro de Poisson. Utilizamos a distribuição Gaussiana para os demais dados, sendo respeitada a distribuição normal dos dados. Todas essas análises foram realizadas no ambiente R (R Development Core Team, 2009).

RESULTADOS

Impactos nos atributos funcionais

Em nosso estudo, amostramos 268 espécies arbóreas, estando estas distribuídas em 52 famílias botânicas. Apresentando de maneira descritiva, encontramos que o ambiente de borda dos fragmentos apresentou uma média de $14,1 \pm 3,29$ espécies por parcela, valor semelhante ao

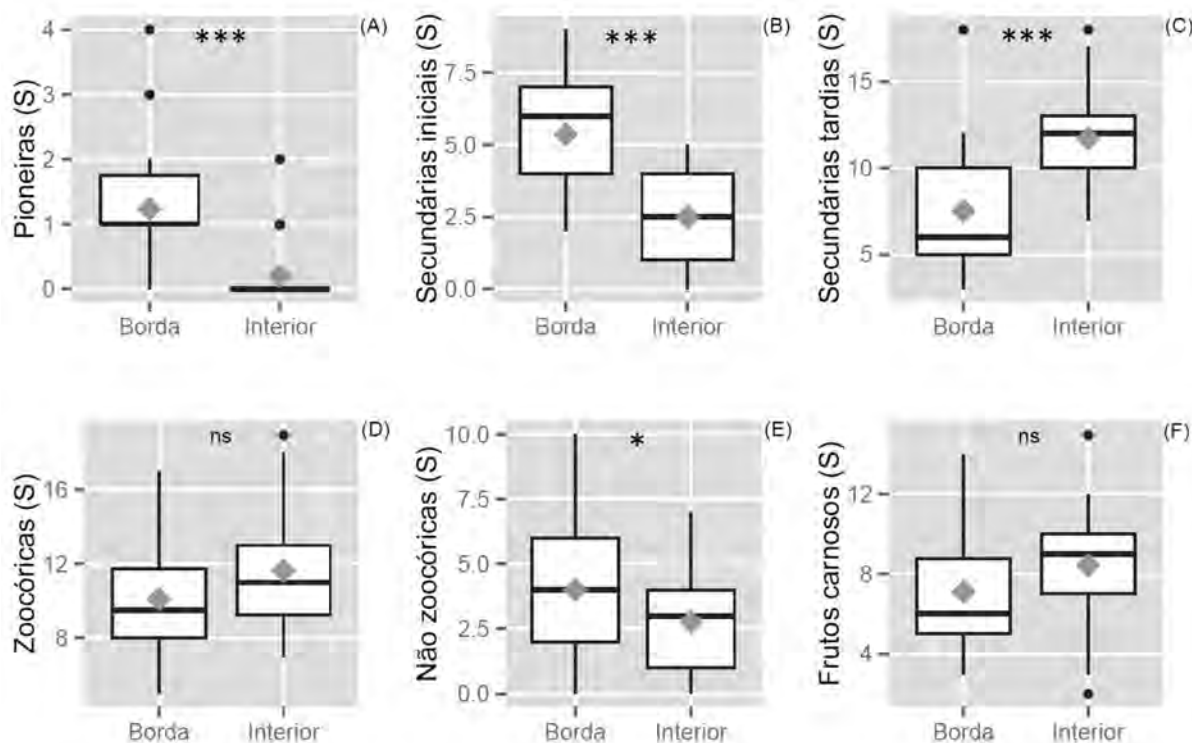


Figura 2: Comparação dos valores de riqueza de espécies por atributo funcional entre os habitats de borda e interior estudados nas Reserva Natural Vale e Rebio de Sooretama. (A) Pioneiras; (B) Secundárias iniciais; (C) Secundárias tardias; (D) Zoocóricas; (E) Não zoocóricas; (F) Frutos carnosos. * $<0,05$; ** $<0,01$; *** $<0,001$; ns=Não significativo; Diamantes cinza representam a média dos valores; Círculos pretos representam possíveis outliers.

observado para os interiores dos fragmentos: $14,4 \pm 3,22$ espécies por parcela.

Comparando os grupos sucessionais entre os habitats de borda com o interior dos fragmentos, observamos uma redução significativa na riqueza de espécies pioneiras ($z = -4,133$; $p < 0,001$; Figura 2A) e secundárias iniciais ($z = -0,76392$; $p < 0,001$; Figura 2B) e um aumento significativo na riqueza de espécies secundárias tardias ($z = 5,21$; $p < 0,001$; Figura 2C). Para as síndromes de dispersão, encontramos que a maior média na riqueza de espécies zoocóricas ocorre no interior dos fragmentos, porém, com resultado marginalmente significativo ($z = 1,80$; $p = 0,07$; Figura 2D). Diferentemente, as espécies não zoocóricas detêm maior média de riqueza para as bordas ($z = -2,04$; $p < 0,05$; Figura 2E). Os frutos carnosos também obtiveram maior média de riqueza de espécies nos interiores, mas apenas com valores marginalmente significativos ($z = 1,85$; $p = 0,06$; Figura 2F), ao passo que os frutos secos não apresentaram relação significativa entre a riqueza de espécies com os habitats dos fragmentos ($z = -1,57$; $p = 0,12$).

Entre os habitat de borda e interior dos fragmentos foi observado que tanto o número de indivíduos arbóreos de espécies pioneiras ($z = -4,55$; $p < 0,001$; Figura 3A) quanto o de secundárias iniciais ($z = -6,25$; $p < 0,001$; Figura 3B) reduzem significativamente no interior. Já o número de indivíduos de espécies secundárias tardias ($z = 6,99$; $p = p < 0,001$; Figura 3C) e zoocóricas ($z = 3,29$; $p = 0,001$; Figura 3D) mostraram maior média para o interior das reservas. Em oposto as zoocóricas, o número de indivíduos arbóreos de espécies dispersas de forma independente da fauna reduziram significativamente o número de indivíduos no interior dos fragmentos ($z = -2,16$; $p = 0,03$; Figura 3E). O número de indivíduos de árvores com frutos carnosos foi maior no interior dos fragmentos ($z = 2,91$; $p = 0,004$; Figura 3F), ao passo que o número de indivíduos arbóreos de frutos secos carnosos não diferiu significativamente entre os habitat ($z = -0,95$; $p = 0,34$; Figura 3G). Os valores médios da densidade da madeira apenas apresentaram efeitos marginalmente significativos em relação aos habitat ($t = 1,91$; $p = 0,06$; Figura 3H), sendo que as maiores médias foram para o

interior ($0,65 \text{ g/cm}^3$), em contraste com a borda ($0,62 \text{ g/cm}^3$).

Mudanças na diversidade funcional

A riqueza funcional ($t = -3,16$; $p = 0,01$; Figura 4A), a equabilidade funcional ($t = -4,63$; $p < 0,001$; Figura 4B) e a divergência funcional ($t = -3,33$; $p < 0,01$; Figura 4C) foram significativamente diferentes entre os habitat. Em todos os casos, os maiores valores ocorreram na borda dos fragmentos.

DISCUSSÃO

Nossos resultados mostraram que a riqueza e o número de indivíduos de espécies de traços funcionais com uso potencial pela fauna (p. ex. frutos carnosos) e de indicação de distúrbio (p. ex. grupos ecológicos) sugerem que a criação do habitat de borda pode modificar a diversidade funcional existente nos grandes blocos florestais na Floresta Tropical Atlântica. Estes resultados indicam ainda, possíveis alterações nas interações entre animais e plantas (Tabarelli & Peres, 2002; Moran & Catterall, 2010), com possível redução para a capacidade de estocagem de carbono nestes remanescentes florestais (Magnago *et al.*, 2015b).

Os efeitos da redução na disponibilidade de recursos florestais para uso da fauna, como os que mostramos no nosso estudo para os habitat de borda, podem causar reduções e/ou mudanças na composição de espécies da fauna que interagem fortemente com os recursos providos pela flora arbórea. O estudo de Chiarello (1999), também realizado em fragmentos florestais na paisagem que estudamos, mostrou que os grandes e médios fragmentos possuem uma maior riqueza e densidade de indivíduos de mamíferos frugívoros de grande e médio porte do que os pequenos fragmentos. Estes tendem a ser dominados por espécies herbívoras, demonstrando assim uma consequente redução na riqueza de espécies e na complexidade estrutural da mastofauna. Ainda na mesma paisagem, Marsden & Whiffin (2003) encontraram uma redução das espécies de aves frugívoras nas áreas com menos biomassa de espécies arbóreas vivas. Assim, estas reduções e mudanças nos grupos faunísticos podem estar ocorrendo em função da menor oferta de recursos existentes nas bordas e,

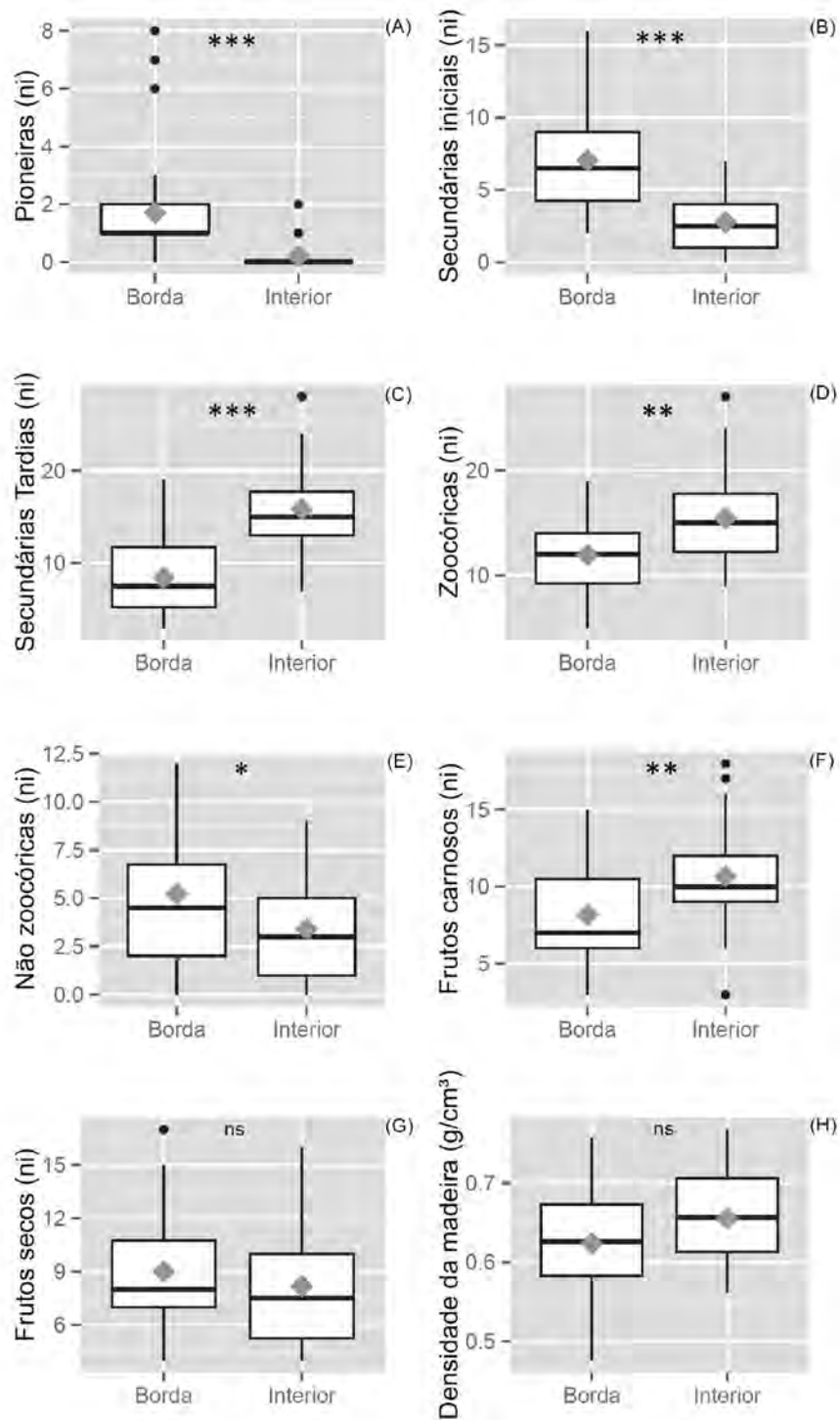


Figura 3: Comparação dos valores do número de indivíduos (ni) arbóreos por parcela por atributo funcional e média da densidade da madeira por parcela entre os habitat de borda e interior estudados nas Reserva Natural Vale e Rebio de Sooretama. (A) Pioneiras; (B) Secundárias iniciais; (C) Secundárias tardias; (D) Zoocóricas; (E) Não zoocóricas; (F) Frutos carnosos; (G) Frutos secos; (H) Densidade da madeira. * < 0,05; ** < 0,01; *** < 0,001; ns = Não significativo; Diamantes cinza representam a média dos valores; Círculos pretos representam possíveis *outliers*.

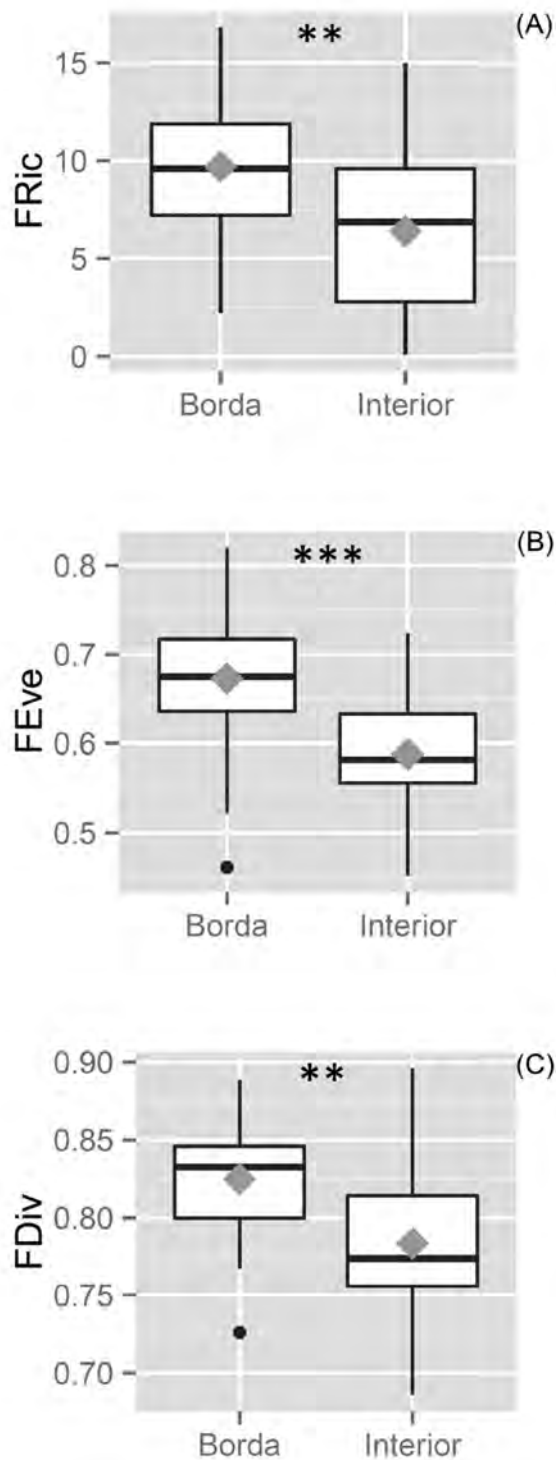


Figura 4: Comparação dos valores de diversidade funcional entre os habitats de borda e interior estudados nas Reserva Natural Vale e Rebio de Sooretama. (A) Riqueza Funcional; (B) Equabilidade funcional; (C) Divergência Funcional. * $<0,05$; ** $<0,01$; *** $<0,001$; ns = Não significativo; Diamantes cinza representam a média dos valores; Círculos pretos representam possíveis outliers.

como mostrado por Magnago *et al.* (2014), em fragmentos pequenos.

Os modelos testados não encontraram efeitos de borda na densidade da madeira das espécies arbóreas, mesmo existindo diferenças significativas na riqueza e número de indivíduos de espécies pioneiras, secundárias iniciais e secundárias tardias entre os habitat de borda e interior. O aumento do grupo de espécies pioneiras é citado como um fator relacionado com a redução da densidade da madeira em áreas em florestas tropicais (Michalski *et al.*, 2007), isso por que o crescimento rápido dessas espécies torna a densidade da madeira mais baixa, ao passo que o crescimento lento das espécies tardias tende a tornar a densidade da madeira maior (Chambers *et al.*, 2000). Entretanto, de acordo com Laurance *et al.* (2006), a densidade da madeira pode, às vezes, ser um fraco predictor para determinar as respostas de espécies sucessionais aos efeitos da fragmentação.

Contudo, temos que ser cautelosos nas nossas afirmações sobre os resultados da densidade da madeira em função de dois pontos principais: (i) nossos resultados mostraram efeitos marginalmente significativos, ou seja, com maior número de replicações poderíamos ter encontrado valores significativos e interpretáveis, já que a maior média está nas áreas de interior dos fragmentos, conferindo-lhes maior capacidade de estocagem de carbono e (ii) como usamos uma base de dados para obtenção dos valores, podemos ter perdido a sensibilidade deste parâmetro aos efeitos da fragmentação na área estudada, já que a densidade de madeira pode variar em função de características ambientais locais (Thomas *et al.*, 2007; Nock *et al.*, 2009).

Nossos resultados mostraram ainda que os efeitos de borda em grandes fragmentos, como os da RNV e Rebio de Sooretama, causaram mudanças no volume do espaço funcional (espaço quantificado de funções desempenhadas em uma dada comunidade de espécies) ocupado pelas espécies dentro das comunidades (Villéger *et al.*, 2008; Mouchet *et al.*, 2010). Desta forma, nos habitat de borda, a riqueza funcional (ou espaço funcional), é preenchida por uma riqueza significativamente maior de espécies pioneiras, secundárias iniciais e com dispersão independente

da fauna (não-zoocóricas), ao passo que nos interiores a riqueza funcional é mantida por uma riqueza de espécies significativamente maior de espécies secundárias tardias, de frutos carnosos e dispersas zoocoricamente.

A redução da equabilidade e da divergência funcional (ambas ligados ao número de indivíduos representado em cada um dos grupos funcionais) no interior das reservas indica que algumas partes do espaço funcional que as compõem tendem a diminuir ou desaparecer em função das reduções dos distúrbios causados pelos efeitos de borda (Magnago *et al.*, 2014). Estes resultados sugerem uma possível homogeneização de nicho entre as espécies para o habitat de interior, e um aumento da diferenciação de nichos para o habitat de borda uma vez que este tipo de habitat foram funcionalmente mais dissimilares (Mouchet *et al.*, 2010). Uma possível explicação a estes resultados são as alterações microclimáticas causada pela criação e ampliação do ambiente de borda (Magnago *et al.*, 2015a), uma vez que são reconhecidamente responsáveis por conduzir a grandes alterações na composição de espécies (Magnago *et al.*, 2014). Esse resultado sugere ainda maior redundância funcional no interior dos fragmentos, implicando em menor risco de extinção funcional neste habitat quando comparado à borda.

Podemos concluir, primeiramente, que na borda dos grandes fragmentos e nos fragmentos pequenos dessa paisagem (para esses últimos resultados veja Magnago *et al.*, 2014), a diminuição da riqueza e do número de indivíduos de espécies com potencial de uso pela fauna traz um impacto negativo nas interações ecológicas entre flora e fauna, podendo, por efeitos de cascatas, causar mais perdas de biodiversidade (p. ex. Laurance *et al.*, 2002; Oliveira *et al.*, 2004).

Em segundo lugar, temos que em função de uma maior redundância funcional encontrada para o interior dos grandes fragmentos (p. ex. menores valores de equabilidade e divergência funcional), estes fragmentos tendem a apresentarem uma menor sensibilidade à extinção funcional do que a borda, onde, a diversidade funcional, apesar de ser maior, é representada por um menor número de

indivíduos que desempenham funções similares. Assim, estes resultados sugerem que menos eventos de perdas de espécies ou de indivíduos, são necessários para levar a extinção de funções ecossistêmicas nas bordas das reservas.

Finalmente, podemos constatar que em termos de implicações para conservação, temos: (i) uma vez que as espécies pioneiras e não-zoocóricas são as principais responsáveis pela colonização de áreas degradadas (Ferreira *et al.*, 2007; Magnago *et al.*, 2012), a funcionalidade ecossistêmica mantida nas áreas de borda (espécies pioneiras e dispersas independentemente da fauna) tem um importante papel na recomposição de novos fragmentos florestais, sejam estes provenientes da sucessão natural ou por plantio de mudas e (ii) que os interiores dos fragmentos e também aqueles de maior tamanho são mais importantes para a manutenção das interações entre a fauna e a flora, evitando assim processos como os de cascatas tróficas (Jorge *et al.*, 2013; Dirzo *et al.*, 2014).

AGRADECIMENTOS

Ao CNPq - Agência Brasileira de Ciência e Tecnologia (Nº 477780/2009-1) e ao Projeto Floresta-Escola e Fapemig pelo apoio financeiro. Agradecemos também a Conservation International, lema (Instituto Estadual de Meio Ambiente), através do Projeto Corredores Ecológicos, Reserva Natural Vale, Fibria Celulose AS, Instituto Daniel Marcos e o projeto Pro-Tapir pelo apoio logístico e a Reserva Biológica de Sooretama e Rebio Córrego do Veado pela permissão para conduzir nossa pesquisa. L.F.S.M. foi apoiado por pela Capes com as bolsas de Doutorado e Doutorado Sanduíche. Atualmente L.F.S.M. é bolsista do programa PNPD/Capes de pós- doutorado.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Arroyo-Rodriguez, V.; Pineda, E.; Escobar, F. & Benítez-Malvido, J. 2009. Value of small patches in the conservation of plant-species diversity in highly fragmented rainforest. *Conservation Biology* 23 (3): 729–739.
- Barroso, G. M.; Morim, M.P.; Peixoto, A.L.; Ichaso, C.L.F. 1999. Frutos e Sementes: Morfologia Aplicada à Sistemática. 1ª. ed. Viçosa, MG: Editora Universidade

- de Viçosa, 443p .
- Bolker, B.M.; Brooks, M.E.; Clark, C.J.; Geange, S.W.; Poulsen, J.R.; Stevens, M.H. H. & White, J.S.S. 2009. Generalized linear mixed models: a practical guide for ecology and evolution. *Trends in Ecology & Evolution* 24 (3): 127–135.
- Bongers, F.; Poorter, L.; Hawthorne, W.D. & Sheil, D. 2009. The intermediate disturbance hypothesis applies to tropical forests, but disturbance contributes little to tree diversity. *Ecology Letters* 12 (8): 798–805.
- Burnham, K.P. & Anderson, D.R. 2002. Model selection and multimodel inference: A practical information-theoretic approach. New York: Springer-Verlag.
- Chambers, J.Q.; Higuchi, N. & Schimel, J.P. 1998. Ancient trees in Amazonia. *Nature* 391: 135–136.
- Chapin III, F.S. 2003. Effects of Plant Traits on Ecosystem and Regional Processes: a Conceptual Framework for Predicting the Consequences of Global Change. *Annals of Botany* 91(4): 455–463.
- Chave, J.; Coomes, D.; Jansen, S.; Lewis, S.L.; Swenson, N. G. & Zanne, A.E. 2009. Towards a worldwide wood economics spectrum. *Ecology Letters* 12 (4): 351–366.
- Chiarello, A.G. 1999. Effects of fragmentation of the Atlantic forest on mammal communities in southeastern Brazil. *Biological Conservation* 89 (1): 71–82.
- Cianciaruso, M.; Silva, I.A. & Batalha, M.A. 2009. Diversidades filogenética e funcional: Novas abordagens para a ecologia de comunidades. *Biota Neotropica* 9 (3): 93–103.
- Cornelissen, J.H.C.; Lavorel, S. *et al.* 2003. A handbook of protocols for standardised and easy measurement of plant functional traits worldwide. *Australian Journal of Botany* 51 (4): 335–380.
- Dirzo, R.; Young, H.S.; Galetti, M.; Ceballos, G.; Isaac, N.J.B. & Collen, B. 2014. Defaunation in the Anthropocene. *Science* 345: 401–406.
- Edwards, D.P.; Larsen, T.H.; Docherty, T.D.S.; Ansell, F.A.; Hsu, W.W.; Derh e, M.A.; Hamer, K.C. & Wilcove, D.S. 2011. Degraded lands worth protecting: the biological importance of Southeast Asia’s repeatedly logged forests. *Proceedings of the Royal Society B* 278 (1806): 82–90.
- Fahrig, L. 2003. Effects of habitat fragmentation on biodiversity. *Annual Review of Ecology, Evolution, and Systematics* 34: 487–515.
- Ferreira, M.J.; Ferreira, W.C. & Botelho, S.A. 2007. Avalia o da regenera o natural do entorno de uma nascente como estratégia para sua recupera o. *Revista Brasileira de Biociências* 5(1): 573–575.
- Flores, O. & Coomes, D.A. 2011. Estimating the wood density of species for carbon stock assessments. *Methods in Ecology and Evolution* 2 (1): 214–220.
- Gastauer, M. & Meira-Neto, J.A.A. 2013. Community Dynamics in a Species-Rich Old-growth Forest Patch from Viçosa, Minas Gerais, Southeastern Brazil. *Acta Botanica Brasílica* 27 (2): 270–285.
- Grime J.P., 2001. Plant strategies, vegetation processes, and ecosystem properties, 2nd edn. Wiley, Chichester.
- Harper, K.A.; Macdonald, S.E.; Burton, P.J.; Chen, J.; Brosfolske, K.D.; Sanders, S.C.; Euskirchen, E.S.; Roberts, D. & Esseen, P.A. 2005. Edge influence on forest structure and composition in fragmented landscapes. *Conservation Biology* 19(3): 768–782.
- Hawes, J.E.; Peres, C.A.; Riley, L.B. & Hess, L.L. 2012. Landscape-scale variation in structure and biomass of Amazonian seasonally flooded and unflooded forests. *Forest Ecology and Management* 281: 163–176.
- Hill, J.L. & Curran, P.J. 2003. Area, shape and isolation of tropical forest fragments: effects on tree species diversity and implications for conservation. *Journal of Biogeography* 30: 1391–1403.
- Jesus, R.M. & Rolim S.G. 2005. Fitossociologia da Mata Atlântica de Tabuleiro. *Boletim Técnico da Sociedade de Investiga es Florestais* 19: 1–149.
- Jorge, M.L.S.P.; Galetti, M. & Ribeiro, M.C.; Ferraz, K. & Maria P.M.B. 2013 Mammal defaunation as surrogate of trophic cascades in a biodiversity hotspot. *Biological Conservation* 163: 49–57.
- Laurance, W.F.; Lovejoy, T.E.; Vasconcelos, H.L.; Bruna, E.M.; Didham, R.K.; Stouffer, P.C.; Gascon, C.; Bierregaard, R.O.; Laurance, S.G. & Sampaio, E. 2002. Ecosystem Decay of Amazonian Forest Fragments: a 22-Year Investigation. *Conservation Biology* 16 (3): 605–618.
- Laurance, W.F.; Nascimento, H.; Laurance, S.G.; Andrade, A.; Ribeiro, J.; Giraldo, J.; Lovejoy, T.E.; Condit, R.; Chave, J. & D’Angelo, S. 2006. Rapid decay of tree community composition in Amazonian forest fragments. *Proceedings of the National Academy of Sciences USA* 103 (50): 19010–19014.
- Macarthur, R.H. *Geographical ecology: patterns in the distribution of species.* New York: Harper and Row, Publishers, 1972.
- Magnago, L.F.S.; Edwards, D.P.; Edwards, F.A.; Magrach, A.; Martins, S.V. & Laurance, W.F. 2014. Functional attributes change but functional richness is unchanged after fragmentation of Brazilian Atlantic forests. *Journal of Ecology* 102 (2): 475–485.
- Magnago, L.F.S.; Venzke, T.S. & Ivanauskas, N.M. 2012. Os processos e estágios sucessionais da Mata Atlântica como referência   restaura o florestal. Pp 69–100.

- In: Martins, S.V. (Org.). Restauração ecológica de ecossistemas degradados. Viçosa, Editora UFV.
- Magnago, L.F.S.; Rocha, M.F.; Meyer, L.; Martins, S.V. & Meira-Neto, J.A.A. 2015a. Microclimatic conditions at forest edges have significant impacts on vegetation structure in large Atlantic forest fragments. *Biodiversity and Conservation*, 24, 2305–2318.
- Magnago, L.F.S.; Magrach, A.; Laurance, W.F.; Martins, S.V.; Meira-Neto, J.A.A.; Simonelli, M. & Edwards, D.P. 2015b. Would protecting tropical forest fragments provide carbon and biodiversity cobenefits under REDD+?. *Global Change Biology* 21: 3455–3468.
- Magurran, A.E. 2004. *Measuring biological diversity*. Oxford, Blackwell Science.
- Marsden, S.J. & Whiffin, M. 2003. The relationship between population density, habitat position and habitat breadth within a neotropical forest bird community. *Ecography* 26 (4): 385–392.
- Marsden, S.J.; Whiffin, M.; Galetti, M. 2001. Bird diversity and abundance in forest fragments and Eucalyptus plantations around an Atlantic forest reserve, Brazil. *Biodiversity and Conservation* 10 (5): 737–751.
- Maurer, B.A & McGill, B.J. 2010. Measurement of Diversity. In: A.E. Magurran, B.J. McGill (Eds.). *Biological Diversity – Frontiers in Measurement and Assessment*.
- McGill, B.J.; Enquist, B.J. *et al.* 2006. Rebuilding community ecology from functional traits. *Trends in Ecology and Evolution* 21 (4): 178–185.
- Michalski F.; Nishi, I. & Peres, C.A. 2007. Disturbance-Mediated Drift in Tree Functional Groups in Amazonian Forest Fragments. *Biotropica* 39(6): 691–701.
- Moran, C. & Catterall, C.P. 2010. Can functional traits predict ecological interactions? a case study using rainforest frugivores and plants. *Biotropica* 42 (3): 318–326.
- Mouchet, M.A.; Villegger, S.; Mason, N.W.H. & Mouillot, D. 2010. Functional diversity measures: an overview of their redundancy and their ability to discriminate community assembly rules. *Functional Ecology* 24 (4): 867–876.
- Mueller-Dombois ; D. & Ellenberg, H. 1974. *Aims and methods of vegetation ecology*. New York: J. Wiley & Sons.
- Murcia, C. 1995. Edge effects in fragmented forests: implications for conservation. *Trends in Ecology and Evolution* 10 (2): 58–62.
- Myers, N. 1988. Threatened biotas: hotspots in tropical forests. *The Environmentalist* 8 (3): 178–208.
- Myers, N., Mittermeier, R.A., Mittermeier, C.G., Fonseca, G.A.B. & Kent, J. 1999. Biodiversity hotspots for conservation priorities. *Nature* 403: 853–858.
- Nock, C.A.; Geihofer, D.; Grabner, M.; Baker, P.J.; Sarayudh, B. & Hietz, P. 2009. Wood density and its radial variation in six canopy tree species differing in shade-tolerance in western Thailand. *Annals of Botany* 104 (2): 297–306.
- Oliveira, M.A.; Grillo, A.S. & Tabarelli, M. 2004. Forest edge in the Brazilian Atlantic forest: drastic changes in tree species assemblages. *Oryx* 38(4): 389–395.
- Pardini, R.; Bueno, A.A.; Gardner, T.A.; Prado, P.I. & Metzger, J.P. 2010. Beyond the Fragmentation Threshold Hypothesis: Regime Shifts in Biodiversity Across Fragmented Landscapes. *PloS One* 5(10): 1–10.
- Peixoto, A.L. & Silva, I.M. 1997. Tabuleiro Forests of Northern Espírito Santo, Southeastern Brasil. Pp. 369–372. In: Davis, S.D & Heywood, V.H (Orgs.) *Centres of Plant Diversity - A Guide and Strategy for Their Conservation*. WWF and IUCN Publisher, Cambridge.
- Pérez-Harguindeguy N.; Díaz S.; Garnier E. *et al.* 2013. New handbook for standardised measurement of plant functional traits worldwide. *Australian Journal of Botany*, 2013, 61 (3) 167–234.
- Petchey O.L. & Gaston K.J. 2006. Functional diversity: back to basics and looking forward. *Ecology Letters* 9(6):741–58.
- Pütz, S.; Groeneveld, J.; Alves, L. F.; Metzger, J. P. & Huth, A. 2011. Fragmentation drives tropical forest fragments to early successional states: A modelling study for Brazilian Atlantic forests. *Ecological Modelling* 222 (12): 1986–1997.
- R. Development Core Team. 2012. R: A language and environment for statistical computing. R. Foundation for Statistical Computing, Vienna, Austria. ISBN 3–900051–07–0, <http://www.R-project.org/>.
- Ribeiro, M.C.; Metzger, J.P.; Martensen, A.C.; Ponzoni, F.J. & Hirota, M.M. 2009. The Brazilian Atlantic Forest: How much is left, and how is the remaining forest distributed? Implications for conservation. *Biological Conservation* 142 (6): 1141–1153.
- Rolim, S.G.; Jesus, R M.; Nascimento, H.E.M.; Couto, H.T.Z. & Chambers, J.Q. 2005. Biomass change in an Atlantic tropical moist forest: the ENSO effect in permanent sample plots over 22-year period. *Oecologia* 142(2): 238 - 246.
- Saiter, F.Z.; Guimarães, G.F.A.; Thomaz, L.D. & Wendt, T. 2011. Tree changes in a mature rainforest with high diversity and endemism on the Brazilian coast. *Biodiversity and Conservation* 20 (9): 1921–1949.
- Tabarelli, M. & Peres, C.A. 2002. Abiotic and vertebrate seed dispersal in the Brazilian Atlantic forest: implications for forest regeneration. *Biological*

- Conservation 106 (2): 165–176.
- Tabarelli, M.; Aguiar, A.V.; Girão, L.C.; Peres, C.A.; Lopes, A.V. 2010. Effects of Pioneer Tree Species Hyperabundance on Forest Fragments in Northeastern Brazil. *Conservation Biology* 24 (6): 1654–1663.
- Thomas, D.S.; Montagu, K.D. & Conroy, J.P. 2007. Temperature effects on wood anatomy, wood density, photosynthesis and biomass partitioning of *Eucalyptus grandis* seedlings. *Tree Physiology* 27 (2): 251–260.
- Tilman, D. 1982. *Resource Competition and Community Structure*. Princeton University Press, Princeton, NJ.
- Van der Pijl, L. 1982. *Principles of dispersal in higher plants*. 3 ed. Springer Verlag, New York. 402 pp.
- Villéger, S.; Mason, N.W.H.; Mouillot, D. 2008. New multidimensional functional diversity indices for a multifaceted framework in functional ecology. *Ecology* 89 (8): 2290–2301.
- Violle, C.; Navas, M.L. *et al.* 2007. Let the concept of trait be functional! *Oikos* 116 (5): 882–892.
- Zanne, A.E; Lopez-Gonzalez, G.; Coomes, D.A; Ilic, J.; Jansen, S.; Lewis, S.L.; Miller, R. B.; Swenson, N. G.; Wiemann, M.C. & Chave, J. 2009. Data from: Towards a worldwide wood economics spectrum. Dryad Digital Repository. doi:10.5061/dryad.234.

9 EXPRESSÃO SEXUAL E RELAÇÕES ECOLÓGICAS DE ANGIOSPERMAS NAS FISIONOMIAS VEGETAIS DOS TABULEIROS DO NORTE DO ESPÍRITO SANTO

Gloria Matallana Tobón, Luis Fernando Tavares de Menezes, Euler Antônio de Mello, Izabela Ferreira Ribeiro & Quenia Lyrio

INTRODUÇÃO

As Angiospermas, plantas com flores e sementes protegidas dentro de carpelos, são dominantes em nosso planeta e possuem 400 famílias e de 240 a 300 mil espécies (Ingrouille & Eddie, 2006; Karasawa *et al.*, 2009; Joppa *et al.*, 2011). Em sua história evolutiva, várias características permitiram a radiação adaptativa deste grupo. Dentre elas, a mais proeminente foi a evolução da estrutura floral como foranto das estruturas reprodutivas (Ingrouille & Eddie, 2006). A evolução da flor favoreceu uma polinização mais precisa e eficiente, enquanto a evolução de sementes especializadas aprimorou os mecanismos de dispersão (Karasawa *et al.*, 2009).

Desde a publicação de Darwin "*The different forms of flowers on plants of the same species*", em 1877, um dos principais objetivos dos estudos em biologia reprodutiva vegetal tem sido caracterizar e entender a ampla variedade dos sistemas reprodutivos inerentes às plantas. Estes sistemas abrangem uma gama que vai desde a autofecundação quase obrigatória, em espécies que combinam autopolinização, predominante associada com auto compatibilidade, passando por sistemas que combinam autofecundação com fecundação cruzada e até fecundação cruzada obrigatória com auto incompatibilidade e dioecismo (Bawa, 1980; Bawa & Beach, 1981; Lloyd, 1982; Endress, 1994; Barrett, 2010; Renner, 2014).

O sistema sexual das plantas pode ser descrito em três níveis diferentes – o da flor, o do indivíduo e o da população (Dafni, 1992). Assim, a regulação das taxas de reprodução cruzada numa espécie pode ser resultado do arranjo espacial das estruturas femininas e masculinas. Considerando o indivíduo, é possível classificar as espécies em hermafroditas (cada planta possui flores bissexuais) e monoicas (cada planta produz flores masculinas e femininas Tabela 1). Quando considerado um grupo de plantas (população), as espécies são dioicas quando encontramos indivíduos com flores masculinas e indivíduos com flores femininas (ver Tabela 1).

Os trabalhos de Yamploski & Yampolski (1922) e Renner & Ricklefs (1995) apontaram o hermafroditismo como a expressão sexual dominante dentro das Angiospermas e os sistemas monoico e dioico, onde os sexos estão separados (ver Tabela 1), representam 5 a 6% das plantas com flores. Estes sistemas são considerados síndromes mecânicas que presumivelmente regulam o nível de intercruzamento (Darwin, 1877; Barrett, 1998, 2010; Renner, 2014) e têm sido o alvo de múltiplos estudos que tentam explicar sua ocorrência e significância dentro da evolução das Angiospermas (Karron *et al.*, 2012).

Sistemas unissexuados (p. ex. dioecia) têm sido relacionados com características ecológicas, como a distribuição espacial e latitudinal dos indivíduos, ilhas oceânicas e ambientes oligotróficos (Bawa *et*

Tabela 1: Sistemas sexuais nas plantas com flores. Fonte: Adaptado de Dafni (1992).

Arranjo espacial dos órgãos masculinos e femininos

1. Por indivíduos:

Hermafroditas: cada planta produz flores únicas bissexuais;

Monoecia: cada planta carrega estruturas masculinas ou femininas que podem estar dispostas em flores unissexuais ou flores bissexuais;

Andromonoecia: a planta produz flores bissexuais e do sexo masculino (flores masculinas dominantes);

Ginomonocia: a planta produz flores bissexuais e femininas (flores fêmeas dominantes);

Poligamo-monoecia: plantas individuais produzem flores bissexuais, flores masculinas e flores femininas.

2. Por população:

Dioecia: cada planta produz apenas flores masculinas ou femininas;

Androdioecia: na população encontram-se plantas que carregam flores bissexuais e plantas com flores do sexo masculino;

Ginodioecia: na população encontram-se plantas que carregam flores bissexuais e plantas com flores do sexo feminino;

Poligamo-dioecia (trioecia): indivíduos com flores bissexuais, indivíduos com flores femininas e indivíduos com flores masculinas na população.

al., 1985; Sakai *et al.*, 1995a; Barrett *et al.*, 2000) e possuem associações positivas com o hábito de crescimento, tipo de polinização e dispersão de sementes (Vamosi & Vamosi, 2004; Matallana *et al.*, 2005). Os estudos dessas relações têm se concentrado principalmente na região neotropical (Sobrevila & Arroyo, 1982; Bawa *et al.*, 1985; Bullock, 1985; Ramírez & Brito, 1990; Ibarra-Manríquez & Oyama, 1992) e, no Brasil foram realizados em ambientes de Cerrado (Saraiva *et al.*, 1996; Oliveira & Gibbs, 2000; Deus *et al.*, 2014), Restinga (Ormond *et al.*, 1991; Matallana *et al.*, 2005), Mata Atlântica (Silva *et al.*, 1997) e Caatinga (Machado *et al.*, 2006).

Estudos de biologia reprodutiva de espécies vegetais fornecem informações que auxiliam no entendimento dos mecanismos estruturadores de comunidades vegetais por abordarem temas como fluxo gênico, especiação e interações planta-animal, entre outros (Bawa *et al.*, 1985; Bullock, 1985; Ibarra-Manríquez & Oyama, 1992; Barrett, 2002, 2008; Charlesworth, 2006). Portanto, entender como é a expressão sexual das plantas em locais de alta diversidade permite inferir traços funcionais das comunidades, possibilitando a formulação de hipóteses, o delineamento de padrões e aplicações para conservação.

Alta riqueza e diversidade de plantas na Reserva Natural Vale (RNV), no norte do Espírito Santo (Peixoto & Gentry, 1990) sugerem a existência de elaboradas correlações e interações com animais, já que os processos de polinização, assim como os de dispersão de frutos e sementes nos trópicos

dependem, em grande parte, de vetores bióticos (p. ex. insetos, aves e mamíferos) (Endress, 1994; Del-Claro & Silingardi, 2012). Tanto assim, que 90% das Angiospermas do planeta são polinizadas por animais (Bawa *et al.*, 1985; Ollerton *et al.*, 2011). Em consequência, a polinização é fundamental para a manutenção da diversidade em ecossistemas florestais e, mais ainda, aqueles que estão sob algum grau de ameaça (Vamosi *et al.*, 2006).

Com a intenção de entender quais os padrões de distribuição dos sistemas sexuais das Angiospermas da RNV e suas relações ecológicas foi levantada a frequência das plantas hermafroditas, monoicas e dioicas, assim como dados de características ecológicas, para cada espécie (habitat, hábito, síndromes de polinização e de dispersão). Os dados de frequência de sistemas sexuais foram comparados com outras áreas, tanto do Brasil quanto de regiões tropicais, para saber se as Florestas de Tabuleiro acompanham os padrões já citados na literatura. Por último, as frequências dos sistemas sexuais foram relacionadas às características ecológicas para entender a organização desta floresta com respeito a atributos reprodutivos.

MATERIAL E MÉTODOS

Área de Estudo

A partir da lista de espécies de Angiospermas da Reserva Natural Vale no norte do Espírito Santo (Rolim *et al.*, 2016) foram obtidas informações sobre sistema sexual, hábito, habitat e síndrome de dispersão. As espécies foram classificadas em quatro

categorias, segundo seu hábito de crescimento: (1) árvores; (2) arbustos; (3) herbáceas e epífitas e (4) trepadeiras e lianas. Plantas parasitas, aquáticas, cactos e plantas em forma de rosetas foram classificadas como herbáceas, enquanto plantas escandentes foram consideradas arbustos. Para o local de ocorrência (habitat), cada espécie foi registrada em um ou mais locais de acordo aos registros de localização em: (1) Floresta Alta; (2) Floresta de Muçununga; (3) Formações de áreas alagadas ou alagáveis e mata ciliar e (4) Campos Nativos (Peixoto *et al.*, 2008; Araujo *et al.*, 2008).

Caracterização dos Sistemas Sexuais

A caracterização da sexualidade floral das espécies foi realizada com base em bibliografia, consulta a especialistas, exame de material de herbário (CVRD, VIES, MBML) e observações de campo, quando necessário (Figura 2). As espécies foram categorizadas segundo seus sistemas sexuais em hermafroditas, dioicas e monoicas considerando a morfologia floral (sem realizar experimentos dos sistemas reprodutivos). Para isto, foram consideradas espécies dioicas aquelas que apresentaram flores unissexuais em indivíduos diferentes; monoicas aquelas espécies com

flores masculinas e femininas na mesma planta; e hermafroditas aquelas com flores bissexuais ou perfeitas na mesma planta (Tabela 1, Figura 3). As espécies foram denominadas como ginomonoicas (flores femininas e hermafroditas na mesma planta) andromonoicas (flores masculinas e bissexuais na mesma planta) e poligamomonoicas (flores femininas, masculinas e bissexuais na mesma planta) foram listadas como monoicas, enquanto que as ginodióicas (presença de plantas hermafroditas e femininas na mesma população), e androdioicas (presença de plantas hermafroditas e masculinas) foram consideradas dióicas por todas elas serem consideradas funcionalmente unissexuadas (Flores & Schemske, 1984).

Para compreender o significado da expressão dos sistemas sexuais da flora da RNV num contexto mais amplo, foi feito ainda um levantamento bibliográfico e uma análise comparativa para outras floras ou locais tropicais, onde foram também registradas as frequências de espécies hermafroditas, monoicas e dioicas. As espécies reportadas como ginodioicas, androdioicas, ginomonoicas, andromonoicas ou polígamas foram tratadas como monoicas ou dioicas, seguindo os mesmos critérios assumidos neste trabalho.



Figura 1: Floresta Alta em estado maduro da Reserva Natural Vale, Linhares/ES. Foto: G Matallana



Figura 2: Observações de campo para categorizar espécies de Angiospermas da Reserva Natural Vale, segundo o sistema sexual, local de ocorrência, hábito e síndrome de polinização e dispersão. Foto: P. Silva.



Figura 3: Flor hermafrodita de *Pavonia multiflora* (Malvaceae) na Reserva Natural Vale, Linhares/ES. Foto: L.F. Tavares de Menezes.

Síndromes Polinização e Dispersão

As categorias para as síndromes de polinização foram estabelecidas como anemofilia (polinização por vento), entomofilia (polinização por insetos), quiropterofilia (polinização por morcegos) e ornitofilia (polinização por aves), seguindo as definições de Endress (1994). As espécies que tinham mais de um tipo de polinizador foram classificadas em duas ou mais síndromes.

As espécies foram também classificadas como portadoras de frutos carnosos ou secos. Consideraram-se frutos carnosos aqueles que possuíam um pericarpo carnosos ou, no caso de pericarpo seco, as sementes apresentavam uma polpa ou arilo carnosos, atrativo a dispersores (Flores & Schemske, 1984). Consideraram-se como frutos secos, aqueles nos quais o pericarpo era seco e o arilo ou polpa ausentes. Essa classificação permitiu inferir duas categorias para as formas de dispersão: biótica para frutos carnosos e frutos secos tipo lomento e abiótica para frutos secos. As informações pertinentes para caracterizar as espécies quanto às síndromes polínicas e de dispersão foram obtidas de bibliografias especializadas e de consultas a sítios eletrônicos com este tipo de informação (p.ex. <http://biodiversity.uno.edu/delta/angio/>; <http://tolweb.org/CoreMalvales>, <http://www.arvoresbrasil.com.br/>).

Análises estatísticas

A incidência do hermafroditismo, monoecia e dioecia e suas associações com atributos ecológicos na RNV foi inicialmente explorada com uma Análise de Coordenadas Principais (PCoA) por meio do programa Past 3-2013 (Hammer *et al.*, 2001). Posteriormente, os dados foram comparados através do teste de Qui quadrado (Gotelli & Ellison, 2011), utilizando a ferramenta disponível em Turner (2015). A hipótese nula para cada um dos casos é que as distribuições das frequências dos sistemas sexuais não diferem significativamente em cada categoria, com respeito à distribuição dos mesmos na flora como um todo. Para o teste de sistemas sexuais e hábito, a categoria palmeiras foi excluída por apresentar valores esperados menores do que cinco para dois atributos.

RESULTADOS

Foi possível estabelecer o sistema sexual para 1.676 espécies distribuídas em 145 famílias de Angiospermas registradas na RNV, local de ocorrência e hábito. A frequência de espécies hermafroditas foi de 77%, espécies dioicas 13% e monoicas 10%. Quando calculadas as frequências para espécies lenhosas (árvores e arbustos), o hermafroditismo continuou a ser o mais frequente, com 74% e as monoicas e dioicas com nove e 17%, respectivamente (Tabela 2), o que sugere uma relação do hábito arbóreo e arbustivo com a condição dioica. A listagem das espécies alvo, junto com os dados ecológicos e local de ocorrência, encontra-se compilada no capítulo de flora de Angiospermas (Rolim *et al.*, 2016).

As famílias Fabaceae e Myrtaceae, com maior riqueza de espécies na RNV (Rolim *et al.*, 2016), são completamente hermafroditas. Outras 80 famílias também são exclusivamente hermafroditas na RNV, embora representadas por poucas espécies, totalizando 80% de famílias completamente hermafroditas. Doze famílias resultaram ser totalmente dioicas e sete totalmente monoicas, representando 9% e 4% do total da flora, respectivamente, enquanto que 5% das famílias, como Cyperaceae, Sapotaceae, Lauraceae, Salicaceae, Peraceae e Urticaceae possuem espécies representantes de cada um dos três tipos de sistema sexual. Dez por cento das famílias tiveram a combinação de espécies hermafroditas e dioicas, enquanto 5% tiveram a combinação hermafroditas e monoicas e outros 5% dioicas e monoicas (p. ex. Moraceae, Anacardiaceae, Burseraceae, Menispermaceae, Cucurbitaceae, Monimiaceae e Euphorbiaceae).

Na Tabela 3 encontram-se compilados os dados das frequências de sistemas sexuais para 19 estudos em áreas tropicais. A frequência de sistemas sexuais para a RNV acompanha as tendências de outras áreas tropicais, especialmente da Mata Atlântica. Espécies hermafroditas, com mais de 70% dominam a flora, enquanto as espécies unissexuadas representam 21% do total.

A fisionomia com maior número de espécies registradas foi a Floresta Alta, com 1.044 espécies, das quais 173 são dioicas e 148 monoicas (Tabela

Tabela 2: Frequência de sistemas sexuais e formas de crescimento para Angiospermas da Reserva Natural Vale, Linhares/ES.

Sistema Sexual	Formas de crescimento					Total
	Árvores	Arbustos	Herbáceas e Epífitas	Trepadeiras e lianas	Palmeiras	
Hermafroditas	480	157	467	192	0	1.296
Dioicas	128	17	29	28	0	204
Monoicas	73	4	48	31	18	176
	681	178	544	251	18	1.676

Tabela 3: Espécies hermafroditas, monoicas e dioicas registradas na Reserva Natural Vale e outras 18 localidades tropicais para comparação. H: hermafroditas, D: dioicas, M: monoicas

Localidades	Nº. espécies	H%	M%	D%
Reserva Natural Vale (este estudo) - Flora	1.676	77	10	13
Reserva Natural Vale (este estudo) - Espécies lenhosas	859	74	9	17
Floresta Atlântica Santa Teresa ES (Matallana <i>et al</i> dados não publicados) ^b	214	70	14	16
Floresta Sazonal semidecídua Cerrado-MG (Deus <i>et al.</i> , 2014) ^c	190	54	9	15
Floresta Tropical Atlântica Rio de Janeiro (Sigiliano 2010) ^b	369	73	7	20
Área semi-árida Caatinga (Machado <i>et al.</i> , 2006) ^a	147	83	15	3
Floresta Atlântica Santa Catarina (Vamosi 2006) ^b	97	68	4	28
Restinga Jurubatiba (Matallana <i>et al.</i> , 2005) ^a	566	75	11	14
Restinga Jurubatiba (Matallana <i>et al.</i> , 2005) ^b	107	59	15	26
Restinga Jurubatiba (Matallana <i>et al.</i> , 2005) ^c	43	60	5	35
Reserva Ecologia da Macaé de Cima (Silva <i>et al.</i> , 1997) ^a	199	79	8	13
Restinga de Maricá, RJ. (Ormond <i>et al.</i> , 1991) ^a	226	76	13	10
Área de Cerrado, Brasília (Oliveira 1996) ^a	59	80	5	15
Outros exemplos de Floras Tropicais				
Floresta Litorânea Madagascar (Vary <i>et al.</i> , 2011) ^a	1.495	69	10	19
Floresta Tropical úmida Western Ghats Índia (Krishinan & Ramesh 2005) ^b	656	57	22	21
Floresta de Dipterocarpaceas, Malásia (Ashton 1969, <i>apud</i> Bawa & Opler 1975) ^a		60	14	26
Floresta semidecídua Guanacaste, Costa Rica (Bawa & Opler 1975) ^b	154	68	10	22
Floresta tropical decídua, México (Bullock 1995) ^a	708	70	17	13
Pântano tropical de palmeiras, Venezuela (Ramirez & Brito 1990) ^d	128	77	20	3
Floresta tropical úmida, Barro Colorado, Panamá (Croat 1979) ^a	1.212	76	11	9
Floresta tropical úmida, Puerto Rico (Flores & Schemske 1984) ^a	2.037	79	11	6
Cape Flora, Sudáfrica (Steiner 1988) ^a	8.497	80	13	7
Ilhas Oceânicas				
Hawáii (Sakai <i>et al.</i> , 1995a) ^a	971	63	16	21

^aNúmero total de espécies estudadas na flora

^bNúmero de espécies lenhosas

^cNúmero espécies dominantes (IV>1) segundo critério do trabalho

^dNúmero de espécies lenhosas e herbáceas

4). As famílias com espécies dioicas relevantes neste local foram Lauraceae (18), Meliaceae (17), Moraceae (10), Lamiaceae (10), Sapotaceae (9), Anacardiaceae (8) e Burseraceae (7). Já as espécies monoicas mais frequentes neste local pertencem às famílias Moraceae (16), Euphorbiaceae (13), Arecaceae (13), Araceae (11), Lauraceae (10). Na Muçununga tiveram destaque espécies dioicas pertencentes as famílias Dioscoraceae (5) e Lauraceae e Sapotaceae (3 para cada) e monoicas

das famílias Moraceae (3), Lauraceae (4) e Arecaceae (4). Nas áreas alagadas, inundáveis e de Mata Ciliar, destaque para a família Cyperaceae com representantes dioicas (5) e monoicas (7), além de Lauraceae, com seis espécies dioicas e Arecaceae, com cinco espécies monoicas. Nos Campos Nativos, com 31 espécies dioicas e 32 monoicas (Tabela 4), a família Eriocaulaceae foi notável com sete espécies monoicas.

A síndrome de polinização mais frequente foi

Tabela 4: Frequência de sistemas sexuais de acordo com as fisionomias, síndromes de polinização e dispersão para Angiospermas da Reserva Natural Vale, Linhares/ES.

	Hermafroditas	Dioicas	Monoicas
Local de ocorrência*			
Floresta Alta	1.044	173	148
Muçununga	404	71	64
Áreas de Alagado, Mata inundável e Mata Ciliar	167	26	26
Campo Nativo	238	31	32
Síndromes de Polinização*			
Entomofilia	996	179	165
Ornitofilia	216	7	8
Quiropterofilia	112	0	2
Anemofilia	99	29	14
Síndromes de Dispersão**			
Biótica	573	147	141
Abiótica	581	53	34

*Para local de ocorrência e Síndromes de polinização, uma espécie pode ter sido classificada em um ou mais atributos.

** Foi possível estabelecer as síndromes de dispersão para 1530 espécies.

entomofilia para os três tipos de sistema sexual. Vinte e nove espécies dioicas e 14 monoicas são polinizadas por vento. Ornitofilia e Quiropterofilia foram mais frequentes em espécies hermafroditas (Tabela 4). A dispersão abiótica foi mais frequente para espécies hermafroditas enquanto a dispersão biótica prevaleceu para as unissexuadas (Tabela 4).

A exploração dos dados com uma abordagem

multivariada permitiu observar algumas relações por similaridade de distâncias euclidianas (Figura 4). Os dois primeiros eixos explicaram 52% da variância dos dados. Um grupo evidente de associações foi formado entre espécies dioicas e monoicas com os hábitos arbustivo, trepadeiras e lianas, além das palmeiras, áreas de Muçununga, Campos Nativos e áreas alagadas e polinização

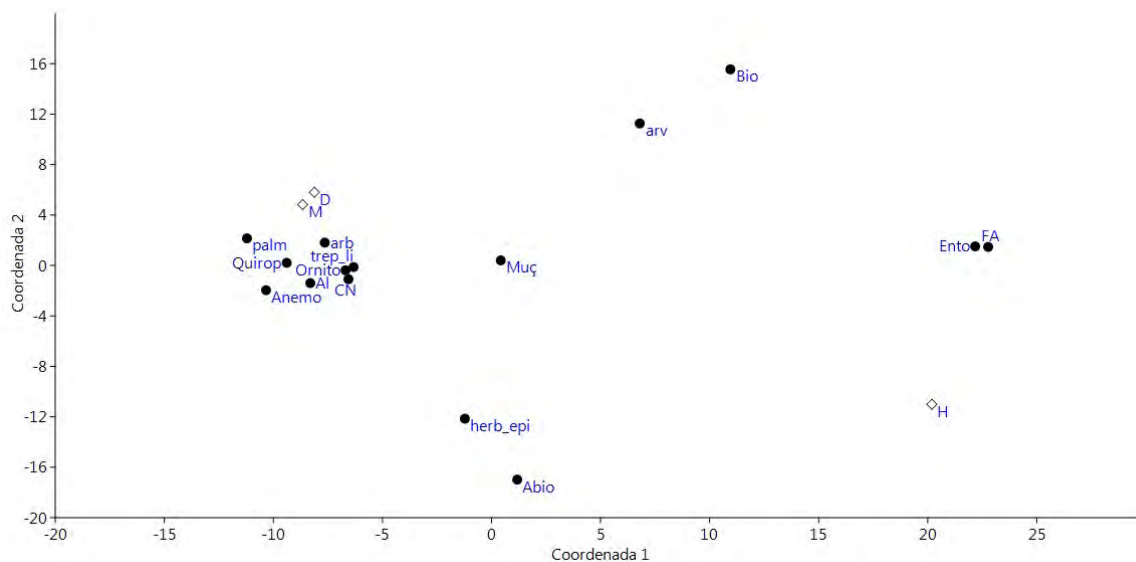


Figura 4: Análises de Coordenadas Principais (PCoA) para sistemas sexuais e atributos ecológicos de Angiospermas nas fisionomias vegetais da Reserva Natural Vale (ES). H: hermafroditas; D: dioicas; M: monoicas; arv: árvores; arb: arbustos; herb-epi: herbáceas e epífitas; palm: palmeiras; trep_li: trepadeiras e lianas; FA: Floresta Alta; Muç: Floresta de Muçununga; Al: Formações de áreas alagadas ou alagáveis e Mata Ciliar; CN: Campos Nativos. Anemo: anemofilia; Ento: entomofilia; Quirop: quiropterofilia; Ornito:ornitofilia; Bio: dispersão biótica e Abio: dispersão abiótica.

Tabela 5: Testes de associação entre sistemas sexuais e atributos ecológicos para Angiospermas da Reserva Natural Vale, Linhares/ES.

Associações	χ^2	gl.	P
Sistemas sexuais vs. Forma de crescimento	71,537	6	0,0000
Sistemas sexuais vs. Fisionomia	2,434	6	0,85758
Sistemas sexuais vs. Síndromes de Polinização	80,777	6	0,0000
Sistemas sexuais vs. Síndromes de Dispersão	86,678	2	0,0000

por vertebrados e vento (Figura 4). A polinização por insetos ficou associada a espécies de áreas de Floresta Alta e espécies hermafroditas, enquanto a dispersão abiótica aparece relacionada ao hábito herbáceo-epifítico, e a biótica, a espécies arbóreas (Figura 4).

Os testes de associação de Qui quadrado, corroboraram algumas relações exploradas no PCoA e mostraram algumas associações que nas análises multivariadas não ficaram muito evidentes. Houve associação positiva entre sistemas sexuais e hábito de crescimento, sistemas sexuais e síndromes de polinização e sistemas sexuais e síndromes de dispersão, mas não houve associação com as fisionomias vegetais (Tabela 5).

Já os testes de associação individual entre os sistemas sexuais e atributos ecológicos mostraram a dioecia positivamente associada com hábito arbóreo ($\chi^2 = 24,17$; $p < 0,05$) e espécies herbáceas e epifíticas ($\chi^2 = 21,10$; $p < 0,05$). Para as síndromes de polinização houve associações positivas entre espécies dioicas com ornitofilia ($\chi^2 = 14,99$; $p < 0,05$) e de espécies monoicas com anemofilia ($\chi^2 = 10,58$ $p < 0,05$). Finalmente, o hermafroditismo ficou associado à dispersão biótica ($\chi^2 = 9,08$, $P < 0,05$), enquanto a dioecia mostrou associação com os dois tipos de dispersão ($\chi^2 = 10,48$ e $13,53$; $p < 0,05$, respectivamente).

DISCUSSÃO

Incidência de sistemas sexuais na RNV e comparações com outras florestas tropicais

A frequência e distribuição dos sistemas sexuais de Angiospermas registradas para a Floresta de Tabuleiro da RNV é comparável com outros ambientes tropicais. As espécies hermafroditas com mais de 70% de frequência seguiram o padrão esperado (Renner & Ricklefs, 1995). Entretanto, a

porcentagem elevada de espécies dioicas (12%) e monoicas (9%) é maior do que a porcentagem estimada para todas as Angiospermas (6 e 4%, respectivamente - Renner & Ricklefs, 1995), sugerindo que sistemas unissexuados estão fortemente correlacionados a ambientes tropicais (Bawa & Opler, 1975; Sakai *et al.*, 1995a; Matallana *et al.*, 2005; Vamosi, 2006).

A frequência de espécies dioicas na RNV pode ser explicada, em parte, porque ambientes tropicais favorecem linhagens dioicas. Usando uma análise filogenética que considerou tipo de habitat, tipo de fruto e tamanho de flores, Vamosi *et al.* (2003) e Vamosi & Vamosi (2004) sugeriram que espécies dioicas podem ter maior sucesso, medido em taxas de especiação, em ambientes tropicais por conta do clima. Segundo estes autores, em razão de os trópicos carecerem de diferenças marcantes entre estações, há ausência de sincronia na floração e frutificação e, em consequência, a competição por polinizadores e dispersores é reduzida, favorecendo a radiação das Angiospermas. Isto também seria refletido nos sistemas sexuais.

Em média, a frequência de dioecia foi de 16% e variou entre 4% e 26% nas áreas tropicais comparadas (Tabela 3). As áreas com maior frequência (19–26%) estão distribuídas nos mais diversos ambientes tropicais, desde as florestas de Dipterocarpaceae na Malásia (Ashton, 1969 *apud* Bawa & Opler, 1975), passando por florestas úmidas na Índia (Krishinan & Ramesh, 2005) e semidecíduas na Costa Rica (Bawa & Opler, 1975), áreas de Mata Atlântica no sudeste e sul do Brasil (Vamosi, 2006; Sigiliano, 2010), florestas oceânicas no Havaí (Sakai *et al.*, 1995a) e Madagascar (Vary *et al.*, 2011).

A frequência de espécies dioicas na RNV está próxima à média (12% vs. 16%) e é muito semelhante às frequências de áreas de floresta

úmida no Panamá e México (Croat, 1979; Bullock, 1984), Restingas no sudeste do Brasil (Ormond, 1991; Matallana *et al.*, 2005), áreas de Cerrado (Oliveira, 1996; Deus *et al.*, 2014) e Floresta Atlântica do Rio de Janeiro e Espírito Santo (Silva *et al.*, 1997; Matallana *et al.*, dados não publicados). Todas estas localidades possuem estrutura arbórea e arbustiva expressiva que poderia explicar a alta a média incidência deste sistema sexual. A dioecia tem sido correlacionada com hábito lenhoso como resultado de uma forte seleção por reprodução cruzada em espécies com ciclos de vida longos (Bawa, 1980; Sakai *et al.*, 1995b; Matallana *et al.*, 2005), o que pode explicar também a alta incidência na floresta da RNV. Localidades com as menores incidências de dioecia apresentam características específicas, como áreas de alta umidade e pantanosas na Venezuela (porém altos índices de espécies monoicas - Ramirez & Brito, 1990, florestas úmidas no Panamá e Porto Rico - Croat, 1979; Flores & Schemske, 1984) e regiões semiáridas na Caatinga brasileira (Machado *et al.*, 2006) e na costa da África do Sul (Steiner, 1988).

A porcentagem de espécies monoicas registradas neste estudo (9%) é semelhante ao encontrado por outros autores (Tabela 3) e próxima da média dos estudos comparados (11%). Valores altos de monoecia (13-22%) parecem estar associados com ambientes com características de elevada umidade, como a floresta Western Gahts na Índia (Krishinan & Ramesh, 2005) ou as áreas de pântano na Venezuela (Ramires & Brito, 1990), mas também com ambientes de estresse hídrico como as áreas de Caatinga no nordeste brasileiro e os ambientes semiáridos na África do Sul (Steiner, 1988). Lloyd & Webb (1977) e Sutherland & Delph (1984) sugerem que a divisão de trabalho nas plantas unissexuadas em ambientes com algum nível de estresse favorece a aptidão masculina e feminina separadamente como efeito compensador.

Sistemas sexuais e associações ecológicas na RNV

Sistemas unissexuados em Angiospermas têm sido amplamente discutidos e estabelecidas várias correlações com atributos ecológicos. Vamosi *et al.* (2003) e Vamosi & Vamosi (2004) conseguiram demonstrar que a riqueza relativa de espécies em

linhagens dioicas depende da associação com certas características ecológicas. Distribuição tropical, forma de vida lenhosa, flores inconspícuas e de cores pálidas e frutos carnosos são características atribuídas à evolução da dioecia (Bawa, 1980; Givnish, 1980; Charlesworth, 1993). As famílias com maior número de espécies dioicas (mais ricas) na Floresta de Tabuleiros da RNV acompanham este padrão. As famílias Lauraceae, Meliaceae, Moraceae, Lamiaceae, Sapotaceae, Anacardiaceae e Burseraceae foram as que contribuíram com maior número de espécies dioicas, especialmente nas áreas de Floresta Alta. De forma geral, estas famílias possuem espécies de porte arbóreo ou arbustivo, flores brancas, alvas ou de cores pálidas e frutos carnosos (Bawa, 1980; Barrett, 1998; 2002; 2008; Barrett *et al.*, 2000; Renner, 2014), que indicam dispersão biótica.

Embora o teste de Qui quadrado não demonstrasse associações positivas entre sistemas sexuais e local de ocorrência (habitats), a Análise de Coordenadas Principais (PCoA) agrupou as espécies unissexuadas com ambientes de Muçununga, Campos Nativos e Matas Alagadas, inundáveis e Mata Ciliar. Estes ambientes podem ser considerados ambientes de estresse fisiológico para as plantas (Araujo *et al.*, 2008). A ideia que indivíduos com sexos separados são favorecidos por ambientes de estresse, em comparação com indivíduos com sexos combinados, foi observada inicialmente por Darwin (1877) e reafirmada por modelos e estudos empíricos que tentam explicar a evolução e manutenção dos *taxa* unissexuados (Bawa & Opler, 1975; Freeman *et al.*, 1997; Barrett *et al.*, 2000; Thompson & Edwards, 2001).

Apesar de que restrições fisiológicas poderiam resultar em uma baixa densidade populacional, insuficiência de polinizadores e fertilidade reduzida (Barrett *et al.*, 2000), a divisão dos papéis em plantas unissexuais poderia levar a um melhor uso dos recursos (Bawa, 1980; Lloyd, 1982), refletido no incremento da aptidão (*fitness*) dos indivíduos machos e fêmeas, em decorrência de efeitos de compensação (Bawa, 1980). Dados empíricos mostram que indivíduos masculinos produzem mais flores do que os hermafroditas e que uma maior frutificação é frequentemente apresentada por indivíduos femininos quando comparado com

hermafroditas (Lloyd & Web, 1977; Faria *et al.*, 2006).

Sistemas Sexuais e formas de vida

Árvores e arbustos representaram mais de 50% da estrutura da flora da RNV (Peixoto *et al.*, 2008; Rolim *et al.*, 2016) e como em outros estudos, uma relação positiva foi encontrada entre dioecia e o hábito lenhoso, evidenciada, tanto na análise multivariada, quanto no teste de associação de Qui quadrado. Esta associação, em geral, tem sido explicada como o resultado da forte seleção sobre a fecundação cruzada em plantas lenhosas de vida longa (Bawa, 1980; Sakai *et al.*, 1995b) e também pela associação da dioecia com insetos generalistas, como polinizadores, além da zoocoria (Bawa, 1980; Bawa & Opler, 1975; Thomson & Brunet, 1990).

Bawa (1980) e Givnish (1980) discutem como climas tropicais favorecem o hábito arbóreo em relação aos climas temperados e às grandes florestas de coníferas; assim, floras tropicais abrigam uma grande proporção de espécies dioicas lenhosas. As bases teóricas desta relação atualmente sugerem que sistemas unissexuados são uma consequência do tamanho dos indivíduos e longevidade, mais do que uma propriedade física da característica lenhosa *per se*. Plantas com um ciclo de vida longo estão mais propensas a sofrer recombinações abertas e, portanto, têm maiores possibilidades de selecionar mecanismos de reprodução cruzada (Steiner, 1988; Barrett, 2002, 2010).

A associação da dioecia com outras formas de crescimento, como ervas e epífitas (associação significativa após teste Qui quadrado) e com trepadeiras e lianas (PCoA), pode ser explicada sob a hipótese de alocação de recursos. Renner & Ricklefs (1995) argumentam que nas trepadeiras o crescimento ascendente acelerado resultaria num prêmio para a planta. Consideram que a produção de frutos inibe temporariamente o crescimento ou requer o desenvolvimento de caules grossos e de crescimento lento para suportar frutos pesados, atrapalhando a velocidade de crescimento. Portanto, poderia ser uma vantagem adiar a face feminina da planta, que desviaria os recursos do desenvolvimento vegetativo. Se o efeito for forte, favorecerá o estabelecimento dos machos na

população. Eles suspeitam que o efeito da seleção diferencial na alocação dos recursos é responsável por esse efeito.

Sistemas unissexuados e síndromes de polinização e dispersão

Vários estudos enfatizam os estados unissexuados das plantas, por eles serem mecanismos de cruzamento obrigatório que favorecem o fluxo gênico entre indivíduos e populações (Barrett, 2002; Karron *et al.*, 2012). Isto significa que existe uma rede de interações entre plantas e vetores de polinização na qual as plantas dependem desses vetores para conseguirem se reproduzir de forma sexuada.

Desde os trabalhos de Bawa (1980) e Bawa & Opler (1985) foi estabelecida uma relação positiva entre dioecia e polinização por insetos generalistas em florestas úmidas tropicais. Nestas florestas, o vento não é um vetor substancial para a polinização, enquanto a grande disponibilidade de vetores bióticos sim, tornando-os uma força diretriz na evolução dos sistemas unissexuados a partir do hermafroditismo. Contudo, a associação obtida para as Angiospermas da RNV é da dioecia com aves e a monoecia com o vento. O trabalho de Vamosi *et al.* (2003), que considerou as forças filogenéticas por trás das relações entre dioecia e atributos ecológicos, descreve que a anemofilia está fortemente correlacionada com espécies dioicas associada também a flores e inflorescências pequenas. Nas hipóteses filogenéticas por eles analisadas, não foi possível achar uma sequência evidente da aparição desta associação e apontam a necessidade de realizar mais trabalhos para entender este assunto. Portanto, este fato nos leva a pensar que talvez a polinização pelo vento nas florestas tropicais tenha sido subestimada. Segundo Barrett (2010), a evolução da anemofilia, a partir da polinização por animais, ocorre quando os vetores bióticos não são mais confiáveis, por conta de condições ambientais hostis. Em consequência, o vento passa a ser um mecanismo que fornece garantia reprodutiva, embora seja menos eficiente.

A alta frequência de dispersão biótica de frutos e sementes na RNV associada à dioecia é um reflexo da alta incidência de frutos carnosos ou sementes com arilo nessas estas espécies. Alguns autores consideram este atributo uma consequência

secundária ou derivada das características lenhosa e ciclo de vida longo ((Bawa & Opler, 1975; Croat, 1979; Bawa, 1980; Freeman *et al.*, 1980; Givnish, 1980; Sobrevilla & Arroyo, 1982; Flores & Schemske, 1984; Bawa *et al.*, 1985; Bullock, 1985; Ormond *et al.*, 1991; Sakai, 1995b; Oliveira, 1996; Saraiva, 1996). Isto se explica sob o argumento que a separação de sexos pode refletir num ganho de aptidão nos indivíduos femininos ou função feminina, permitindo-os produzir frutos em maior quantidade e mais atrativos (saborosos, vistosos), assegurando o sucesso na dispersão de propágulos por aves ou mamíferos (Bawa, 1980; Freeman *et al.*, 1980).

CONSIDERAÇÕES FINAIS

Em termos gerais, as frequências de sistemas sexuais nas fisionomias vegetais da Reserva Natural Vale acompanham as tendências para os ambientes tropicais. Vale a pena destacar que espécies dioicas são preferencialmente de porte arbóreo-arbustivo e o que diferencia a RNV de outras localidades é que os principais polinizadores são aves. Funcionalmente, a maioria das plantas da RNV, tanto hermafroditas, quanto unissexuadas dependem de vetores bióticos para sua polinização, como para a dispersão de frutos e sementes. Podes-se inferir, então, que a conservação das guildas de polinizadores e dispersores é de vital importância para a manutenção das espécies de Angiospermas deste local. Sendo as espécies hermafroditas as dominantes, cabe realizar estudos sobre os seus sistemas reprodutivos que permitam conhecer a fundo sua história de vida, frequência de autoincompatibilidade e variabilidade genética de suas populações, com vistas a subsídios de conservação.

AGRADECIMENTOS

Somos gratos a Fundação de Amparo à Pesquisa e Inovação do Espírito Santo (FAPES) e ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq), pelo apoio financeiro; a Reserva Natural Vale, pelo apoio logístico e dados cedidos; ao Centro Universitário Norte do Espírito Santo da Universidade Federal do Espírito Santo,

pelo apoio logístico; a Alana Felipe e Pablo Vieira pelo apoio nas atividades de campo; a Paulo Eugênio Oliveira pelas sugestões ao manuscrito.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Araujo, D. S. D.; Pereira, O. J.; Peixoto, A. L. 2008. Campos nativos at the Linhares forest reserve, Espírito Santo, Brazil. In Thomas W.W (ed) The Atlantic coastal forest of Northeastern Brazil. The New York Botanical Garden Press, New York, pp 371–385.
- Barrett, S.C.H, Dorken, ME, Case, A.L. 2000. A Geographical Context for the Evolution of Plant Reproductive Systems. In J. Silvertown and J. Antonovics (eds.), Integrating Ecology and Evolution in a Spatial Context. Cornwall, Great Britain. British Ecological Society.
- Barrett, S.C.H. 1998. The evolution of mating strategies in flowering plants. *Trend in Plant Sciences* 3: 335–341.
- Barrett, S.C.H. 2002. The Evolution of Plant Sexual Diversity. *Nature* 3: 274–284.
- Barrett, S.C.H. 2008. Major evolutionary transitions in flowering plant reproduction: an overview. *International Journal of Plant Science* 169: 1–5.
- Barrett, S.C.H. 2010. Darwin's legacy: the forms, function and sexual diversity of flowers. *Philosophical Transactions of the Royal Society B* 365: 351–368
- Bawa, K.S; Bullock, S.H; Perry, D.R; Coville, R.E; Grayum, M.H. 1985. Reproductive Biology of Tropical Lowland Rain Forest Trees II, Pollination Systems. *American Journal of Botany* 72:346–356.
- Bawa, K.S; Opler, P.A. 1975. Dioecism in Tropical Forest Trees. *Evolution* 29: 167–179.
- Bawa, K.S. 1980. Evolution of Dioecy in Flowering Plants. *Annual Review of Ecology and Systematic* 11:15–39.
- Bawa, S.K; Beach, J. 1981. Evolution of Sexual Systems in Flowering Plants. *Annals of the Missouri Botanical Garden* 68:254–274.
- Bullock, S.H. 1985. Breeding Systems in the Flora of a Tropical Deciduous Forest in Mexico. *Biotropica* 17: 287–301.
- Charlesworth, D. 1993. Why are unisexual flowers associated with wind pollination and unspecialized pollinators? *American Naturalist* 141: 481–490.
- Charlesworth, D. 2006. Evolution of plant breeding systems. *Current Biology* 16: R726–R735.
- Croat, T.B. 1979. The Sexuality of the Barro Colorado Island Flora (Panamá). *Phytologia* 42: 319–348.
- Dafni, A. 1992. *Pollination Ecology. A Practical Approach.* IRL Press, Oxford University Press, Oxford.
- Darwin, C. 1877. *The Different Forms of Flowers on Plants of the Same Species.* London, John Murray.

- Del-Claro, K.; Silingardi, H.M.T. 2012. *Ecologia das Interações Plantas-Animais*. Primeira Edição. Rio de Janeiro. Technicals Books Editora.
- Deus, F.F.; Vale, V.S.; Schiavini, I., Oliveira, P.E. 2014. Diversidade de Grupos Ecológicos Reprodutivos em Florestas Estacionais Semidecíduais. *Biocience Journal* 30: 1885–1902.
- Endress, P.K. 1994. *Diversity and Evolutionary Biology of Tropical Flowers*. Great Britain, Cambridge University Press.
- Faria, A.P.G.; Matallana, G.; Wendt, T.; Scarano, F.R. 2006. Low fruit set in the abundant dioecious tree *Clusia hilariana* (Clusiaceae) in a Brazilian restinga. *Flora* 201:606–611.
- Flores, S.; Schemske, D.W. 1984. Dioecy and Monoecy in the Flora of Puerto Rico and the Virgin Islands: Ecological correlates. *Biotropica* 16:132–139.
- Freeman D.C.; Doust, J.L.; El-Keblawy, A.; Miglia, K.J.; McArthur, E.D. 1997. Sexual Specialization and Inbreeding Avoidance in the Evolution of Dioecy. *The Botanical Review* 63: 65–92.
- Freeman, D.C.; Harper, K.T.; Ostrler, W.K. 1980. Ecology of Plant Dioecy in Intermountain Region of Western North America and California. *Oecologia* 44: 410–417.
- Givnish, T.J. 1980. Ecological Constraints on the Evolution of Breeding Systems in Seed Plants: Dioecy and Dispersal in Gymnosperms, *Evolution* 34:959–972.
- Gotelli, N.J.; Ellison, A.M., 2011. *Princípios de estatística em ecologia*. Artmed, Porto Alegre, 1ª ed. 528 p.
- Hammer, O.; Harper, D.A.T.; Rayn, P.D. 2001. Past: paleontological Statistics software package for education and data analysis. *Paleontologia Eletrônica* 4:9.
- Ibarra-Manríquez G; Oyama, K. 1992. Ecological Correlates of Reproductive Traits of Mexican Rain Forest Trees. *American Journal of Botany* 79:283–394.
- Ingrouille, M.; Eddie, B. 2006. *Plants: Diversity and Evolution*. New York. Cambridge University Press.
- Joppa, L.N.; Roberts, D.L.; Pimm, S.L. 2011. How many species of flowering plants are there? *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences*. 278: 554–559. doi:10.1098/rspb.2010.1004.
- Karasawa, M.M.G; Oliveira G.C.X; Williams J.H; Veasey E.A. 2009. Evolução das plantas com ênfase na forma de reprodução. In: Karasawa, M.M.G (Ed). *Diversidade reprodutiva de Plantas: Uma perspectiva evolutiva e bases genéticas*. Ribeirão Preto, Sociedade Brasileira de Genética.
- Karron, J.D; Ivey, C.T.; Mitchell, R.J.; Whitehead, M.R.; Peakall, R.; Case, A.L. 2012. New perspectives on the evolution of plant mating systems. *Annals of Botany* 109: 493–503 doi:10.1093/aob/mcr319.
- Krishnan, R.M.; Ramesh, B.R. 2005. Endemism and sexual systems in the evergreen tree flora of the Western Ghats, India. *Diversity and Distributions* 11: 559–565
- Lloyd, D.G.; Webb, C.J. 1977. Secondary sex character in seed plants. *Botanical Review* 43:177–216.
- Lloyd, D.G. 1982. Selection of combined versus separate sexes in seed plants. *The American Naturalist* 120:571–585.
- Machado I.C.; Lopes, A.V.; Sazima, M. 2006. Plant sexual systems and a review on breeding system studies in the Caatinga, a Brazilian tropical dry forest. *Annals of Botany* 97:277–287.
- Matallana, G.; Wendt, T.; Araujo, D.S.D.; Scarano, F.R. 2005. High Abundance of Dioecious Plants in a Tropical Coastal Vegetation. *American Journal of Botany* 92: 1513–1519.
- Oliveira, P.E. 1996. Dioecy in the cerrado vegetation of Central Brazil. *Flora* 191:235–243.
- Oliveira, P.E, Gibbs, P.E. 2000. Reproductive Biology of woody plants in cerrado community of Central Brazil. *Flora* 195:311–329.
- Ollerton J.; Winfree, R.; Tarrant, S. 2011. How many flowering plants are pollinated by animals? *Oikos* 120: 321–326.
- Ormond W.T.; Pinheiro M.C.B.; Alves H.; Correia M.C.R.; Castro A.C. 1991. Sexualidade das Plantas da Restinga de Maricá, RJ. *Boletim do Museu Nacional Nova Série Botânica* 87:1–24.
- Peixoto A.L.; Gentry, A.H. 1990. Diversidade e composição florística da mata de tabuleiro na Reserva Florestal de Linhares (Espírito Santo, Brasil). *Revista Brasileira de Botânica* 13:19–25.
- Peixoto, A.L.; Silva, I.M.; Pereira, O.J.; Simonelli, M.; Jesus, R.M.; Rolim, S.G. 2008. Tableland Forests North of the Rio Doce: Their Representation in the Linhares Forest Reserve, Espírito Santo State, Brazil. *Memoirs of the New York Botanical Garden* 100: 369–372. 2008.
- Ramirez, N.; Brito, Y. 1990. Reproductive biology of a tropical palm swamp community in the venezuelan llanos. *American Journal of Botany* 77:1260–1271.
- Renner, S.S.; Ricklefs R.E. 1995. Dioecy and its correlates in the flowering plants. *American Journal of Botany* 82: 596–606.
- Renner, S.S. 2014. The relative and absolute frequencies of angiosperm sexual systems: Dioecy, monoecy, gynodioecy, and an updated online database. *American Journal of Botany* 101: 1588–1596.
- Rolim, S.G.; Peixoto, A.L.; Pereira, O.J.; Nadruz, M.;

- Siqueira, G.; Menezes, L.F.T. 2016. Angiospermas da Reserva Natural Vale, na Floresta Atlântica do Norte do Espírito Santo. In: Rolim, S.G.; Menezes, L.F.T., & Srbek-Araujo, A.C. (Eds.). Floresta Atlântica de Tabuleiro: diversidade e endemismos na Reserva Natural Vale, 496p.
- Sakai, A.K.; Wagner, W.L.; Ferguson, D.M.; Herbst, D.R. 1995a. Origins of dioecy in the hawaiian flora. *Ecology* 76:2517–2529.
- Sakai A.K; Wagner, W.L; Ferguson, D.M; Herbst, D.R. 1995b. Biographical and ecological correlates of dioecy in the hawaiian flora. *Ecology* 76:2530–2543.
- Saraiva, L.C.; Cesar, O.; Monteiro, R. 1996. Breeding systems of shrubs and trees of a Brazilian Savanna. *Brazilian Archives of Biology and Technology* 39: 751–763.
- Sigiliano, M.I. 2010. Distribuição dos sistemas sexuais de espécies arbóreas em Mata Atlântica do Estado do Rio de Janeiro, Monografia. Universidade Federal do Estado do Rio de Janeiro.
- Silva A.G.; Guedes-Bruni, R.R.; Lima, M.P.M. 1997. Sistemas sexuais e recursos florais no componente arbustivo–arbóreo em mata preservada na Reserva Ecológica de Macaé de Cima. In H. C. Lima, Guedes-Bruni, R.R. [eds.], Serra de Macaé de Cima: Diversidade Florística e Conservação em Mata Atlântica. Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, Brazil.
- Sobrevila, C.; Arroyo, M.T.K. 1982. Breeding systems in a mountain tropical cloud forest in Venezuela. *Plant Systematics and Evolution* 140:19–37.
- Steiner, K.E. 1988. Dioecism and its Correlates in the Cape Flora of South Africa. *American Journal of Botany* 75: 1742–1754.
- Sutherland, S.; Delph, L.F. 1984. On the importance of male fitness in plants: patterns of fruit-set. *Ecology* 65: 1093–1104.
- Thompson, D.I.; Edwards, T.J. 2001. Breeding biology, resource partitioning and reproductive effort of a dioecious shrub, *Clusia pulchella* L. (Euphorbiaceae)". *Plant Systematics and Evolution* 226: 13–22.
- Thompson, J.D.; Brunet, J. 1990. Hypotheses for the evolution of dioecy in seed plants. *Trends of Ecology and Evolution* 5: 11–16.
- Turner, L. 2015. Chi square calculator. <http://turner.faculty.swau.edu/mathematics/math241/materials/contablecalc/> (último acesso 7 de abril de 2016).
- Vamosi, J.C; Vamosi, S.M. 2004. The Role of diversification in causing the correlates of dioecy. *Evolution* 58: 723–731.
- Vamosi, J.C.; Knight, T.M.; Steets, J.A.; Mazer, S.J.; Burd, M.; Ashman, T. 2006. Pollination decays in biodevirsity hotspots. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America* 103: 956–961.
- Vamosi, J.C.; Otto, S.P.; Barrett, S.C.H. 2003. Phylogenetic analysis of ecological correlates of dioecy in angiosperms. *Journal of Evolutionary Biology* 16: 1006–1018.
- Vamosi, S.M. 2006. A reconsideration of the reproductive biology of the forest in the Volta Velha Reserve. *Forest Diversity and Management Topics in Biodiversity and Conservation* 2: 357–364.
- Vary, L.B.; Gillen, D.L.; Randrianjanahary, M.; Lowry, P.P.; Sakai, A.K.; Weller, S.G. 2011. Dioecy, monoecy, and their ecological correlates in the littoral forest of Madagascar. *Biotropica* 43: 582–590.
- Yampolsky, C.; Yampolsky, H. 1922. Distribution of sex forms in the phanerogamic flora. *Bibliotheca Generica* 3:1–62.





PARTE III
FLORA

10

SAMAMBAIAS E LICÓFITAS
DA RESERVA NATURAL VALE,
LINHARES/ES

Lana S. Sylvestre, Thaís Elias Almeida, Claudine Massi Mynssen & Alexandre Salino

INTRODUÇÃO

As samambaias e licófitas, também conhecidas como “pteridófitas” correspondem a duas linhagens distintas de plantas vasculares sem sementes. As licófitas são caracterizadas pela presença de microfílos e esporângios únicos na face adaxial de esporofílos. É o grupo basal das plantas vasculares, sendo representado atualmente por menos de 1% destas plantas. As samambaias (ou monilófitas) geralmente apresentam folhas expandidas denominadas megafílos. Correspondem ao grupo irmão das espermatófitas e são filogeneticamente pouco relacionadas às licófitas (Smith *et al.*, 2006).

A região neotropical abriga cerca de 3.500 espécies de samambaias e licófitas (Moran, 2008). As áreas montanhosas do continente concentram o maior número de espécies e endemismos. Estas regiões foram reconhecidas por Tryon (1972) como Centros de Diversidade e Endemismos no Neotrópico, sendo um deles o sudeste do Brasil. Dados recentes (Prado *et al.*, 2015) indicam que a região sudeste abriga 841 espécies, a maioria ocorrente em áreas de Floresta Atlântica, com 131 endemismos. O estado do Espírito Santo responde com 438 espécies e 13 endemismos, incluindo a flora da ilha oceânica de Trindade. Se considerarmos apenas a flora continental, o estado possui sete espécies endêmicas.

A maior diversidade de samambaias e licófitas no Estado está concentrada em áreas de ocorrência de florestas montanas. Brade (1947) listou 19 famílias,

43 gêneros e 108 espécies para áreas do município de Itaguaçu, entre 600 a 1.000 m de altitude. Viégas-Aquije & Santos (2007) inventariaram 126 espécies para a Reserva Augusto Ruschi, em altitudes entre 780 e 1.143 m. Para as restingas, foram inventariadas 35 espécies (Behar & Viégas, 1992, 1993). Mais recentemente, Andrade (2014) desenvolveu estudos em áreas de florestas sobre tabuleiros, em fragmentos ocorrentes nos municípios de Conceição da Barra e Pinheiros. Entretanto, esta é a primeira vez que é apresentada uma lista compreensiva de samambaias e licófitas ocorrentes em florestas sobre tabuleiros no corredor central da Floresta Atlântica.

Portanto, este estudo tem por objetivo reunir as informações disponíveis sobre as samambaias e licófitas ocorrentes na Floresta de Tabuleiro da Reserva Natural Vale, com base na literatura, coleções de herbário e dados de campo.

MATERIAL E MÉTODOS

A presente lista foi elaborada a partir do levantamento de espécimes depositados no Herbário da Reserva Natural Vale (CVRD) e em outros herbários que abrigam coleções representativas de samambaias e licófitas da área de estudo, como o herbário do Instituto de Pesquisa Jardim Botânico do Rio de Janeiro (RB), o herbário do Departamento de Botânica da Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro (RBR) e o herbário do Departamento de Botânica da Universidade Federal de Minas

Gerai (BHCB). A título de complementação, foram consultados os dados disponíveis no Herbário Virtual da Flora e dos Fungos (<http://inct.florabrasil.net/>). Os 380 espécimes examinados foram identificados ou tiveram suas identificações atualizadas com base em bibliografia específica, utilizando as informações mais recentes disponíveis para a taxonomia dos grupos. O sistema de classificação utilizado para samambaias foi o proposto por Smith *et al.* (2006) e para Lycopodiaceae utilizou-se Øllgaard (2014). As plantas foram classificadas quanto ao hábito como ervas terrícolas, ervas aquáticas, trepadeiras e epífitas. Para as epífitas, adotamos a classificação de Benzing (1991), reconhecendo as categorias de holopífita verdadeira, holopífita facultativa e hemiepífita (secundária). Foram considerados apenas os hábitos das espécies ocorrentes na área de estudo.

A análise da distribuição das espécies por formação vegetal seguiu Peixoto *et al.* (2008), que classificou a vegetação sobre tabuleiros ocorrentes na área em (1) Floresta Alta: formação florestal com dossel adensado, constituída por árvores que podem atingir 40 m; (2) Floresta de Muçununga: formação florestal que acompanha cordões arenosos, com árvores de menor porte e que permitem maior penetração

de luz até o solo; (3) Áreas permanentemente ou sazonalmente alagadas: incluem formações florestais como as florestas de várzea e as florestas ciliares, bem como formações herbáceas, também chamadas de brejos ou banhados. São áreas sujeitas a alagamento na maior parte do ano e são de difícil definição por apresentarem diferentes fisionomias e (4) Campos Nativos: aparecem como enclaves na floresta e são representados por campos abertos com vegetação gramínoide ou arbustivo-arbórea em forma de moitas.

RESULTADOS

A Reserva Natural Vale possui um total de 93 espécies e três variedades de samambaias distribuídas em 43 gêneros e 19 famílias, além de três espécies de licófitas, que pertencem a duas famílias e três gêneros (Tabela 1; Figura 1). Este montante corresponde a 21,9% do número total de espécies destes grupos registradas para o Espírito Santo e 4,3% do total da flora vascular estimada para a Reserva. Imagens de algumas das espécies encontradas na Reserva Natural da Vale são apresentadas nas Figuras 2 e 3.

Tabela 1: Samambaias e Licófitas da Reserva Natural Vale, Linhares/ES – Lista de espécies, hábito e ocorrência por formação vegetal. O material foi selecionado de um total de 380 espécimes analisados. BHCB – Herbário do Departamento de Botânica da Universidade Federal de Minas Gerais; CVRD – Herbário da Reserva Natural da Vale; RB – Herbário do Instituto de Pesquisa Jardim Botânico do Rio de Janeiro; RBR – Herbário do Departamento de Botânica da Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro. Formação vegetal: CN – Campo Nativo; FA – Floresta Alta; FM – Floresta de Muçununga; FV – Floresta de Várzea. Hábito: AR – arborescente; EA – erva aquática; ET – erva terrícola; HF – holopífita facultativa; HP – hemiepífita; HV – holopífita verdadeira; TR – trepadeira. ❖ Endêmica do Brasil; ● distribuição restrita ao corredor central da Floresta Atlântica; ■ ocorrência conhecida apenas para o estado do Espírito Santo.

Família / Espécie	Formação vegetal	Hábito	Material selecionado
ANEMIACEAE			
<i>Anemia collina</i> Raddi	FM, FA	ET	Almeida 731 (BHCB, CVRD); Mynssen 517 (CVRD, RB)
<i>Anemia spiritosantensis</i> Brade ❖●	FM, FA	ET	Almeida 689 (BHCB, CVRD); Mynssen 519 (CVRD, RB)
<i>Anemia hirta</i> (L.) Sw.	FA	ET	Almeida 631 (BHCB, CVRD);
<i>Anemia luetzelburgii</i> Rosenst. ❖●	FM, FA	ET	Almeida 664 (BHCB, CVRD); Monteiro 253 (RB)
<i>Anemia phyllitidis</i> (L.) Sw.	FM, FA	ET	Folli 4305 (CVRD); Paciencia 2329 (CVRD, RB)
ASPLENACEAE			
<i>Asplenium serratum</i> L.	FM, FA	HV	Folli 4840 (CVRD); Martinelli 1848 (RB)
<i>Asplenium stuebelianum</i> Hieron.	FA	ET	Farney 270 (RB)
BLECHNACEAE			
<i>Blechnum brasiliense</i> Desv.	CN, FV	ET	Folli 2881 (CVRD, RBR)

Família / Espécie	Formação vegetal	Hábito	Material selecionado
<i>Blechnum occidentale</i> L.	FA	ET	Almeida 673 (BHCB, CVRD)
<i>Salpichlaena volubilis</i> (Kaulf.) J.Sm.	FV	TR	Folli 2849 (CVRD); Salino 4521 (BHCB, CVRD)
<i>Telmatoblechnum serrulatum</i> (Rich.) Perrie et al.	CN, FV	ET	Folli 2919 (CVRD, RBR); Sucre 8409 (RB)
CYATHEACEAE			
<i>Cyathea microdonta</i> (Desv.) Domin	FV, FA	AR	Salino 4525 (BHCB, CVRD)
<i>Cyathea phalerata</i> Mart.	FV	AR	Folli 3117 (CVRD)
DENNSTAEDTIACEAE			
<i>Hypolepis repens</i> (L.) C.Presl	FV, FA	ET	Almeida 687 (BHCB, CVRD)
<i>Pteridium arachnoideum</i> (Kaulf.) Maxon	CN, FM	ET	Folli 3175 (CVRD)
DRYOPTERIDACEAE			
<i>Ctenitis paranaensis</i> (C.Chr.) Lellinger	FA	ET	Paciencia 2444 (CVRD, RB)
<i>Ctenitis christensenii</i> R. S. Viveros & Salino ❖●	FA	ET	Almeida 636 (BHCB, CVRD)
<i>Ctenitis glandulosa</i> R.S. Viveros & Salino	FA	ET	Almeida 715 (BHCB)
<i>Cyclodium heterodon</i> var. <i>abreviatum</i> (C.Presl) A.R.Sm. ❖	FM, FA	ET	Folli 2901 (CVRD)
<i>Cyclodium heterodon</i> var. <i>heterodon</i> (Schrad.) T.Moore ❖●	FV, FA	ET	Salino 4535 (BHCB, CVRD)
<i>Cyclodium meniscioides</i> var. <i>meniscioides</i> (Willd.) C.Presl	FV, FA	ET	Almeida 708 (BHCB, CVRD); Mynssen 508 (CVRD, RB)
<i>Polybotrya cylindrica</i> Kaulf. ❖	FM	HP	Almeida 682 (BHCB, CVRD)
<i>Polybotrya osmundacea</i> Willd.	FV, FA	HP	Almeida 729 (BHCB, CVRD); Folli 1917 (CVRD)
GLEICHENIACEAE			
<i>Dicranopteris flexuosa</i> (Schrad.) Underw.	FV	ET	Folli 3102 (CVRD); Paciencia 2449 (CVRD, RB)
<i>Gleichenella pectinata</i> (Willd.) Ching	FV, FA	ET	Almeida 674 (BHCB, CVRD); Folli 1888 (CVRD)
HYMENOPHYLLACEAE			
<i>Didymoglossum hymenoides</i> (Hedw.) Copel.	FM	HV	Folli 3708 (CVRD)
<i>Trichomanes pinnatum</i> Hedw.	FV, FA	ET	Almeida 625 (BHCB, CVRD); Mynssen 518 (CVRD, RB)
LINDSAEACEAE			
<i>Lindsaea divaricata</i> Klotzsch	FA	ET	Almeida 644 (BHCB, CVRD)
<i>Lindsaea lancea</i> (L.) Bedd.	FV, FA	ET	Folli 3384 (CVRD); Mynssen 503 (CVRD, RB)
<i>Lindsaea quadrangularis</i> Raddi	FV	ET	Almeida 724 (BHCB, CVRD); Folli 3023 (CVRD, RBR);
<i>Lindsaea stricta</i> (Sw.) Dryand.	CN, FV, FA	ET	Folli 3715 (CVRD); Paciencia 2447 (CVRD, RB)
LOMARIOPSIDACEAE			
<i>Lomariopsis marginata</i> (Schrad.) Kuhn ❖	FA	HV	Almeida 650 (BHCB, CVRD); Folli 4237 (CVRD)
<i>Nephrolepis biserrata</i> (Sw.) Schott	FV, FA	HF	Almeida 706 (BHCB, CVRD)
<i>Nephrolepis cordifolia</i> (L.) C.Presl	FM, FA	ET	Almeida 628 (BHCB, CVRD)
<i>Nephrolepis rivularis</i> (Vahl) Mett. ex Krug	FM, FV	HV	Folli 3182 (CVRD); Salino 4534 (BHCB, CVRD)
LYCOPODIACEAE			
<i>Lycopodiella alopecuroides</i> (L.) Cranfill	CN, FV	ET	Folli 3331 (CVRD)
<i>Palhinhaea cernua</i> (L.) Franco & Vasc.	CN, FV	ET	Almeida 726 (BHCB, CVRD); Mynssen 510 (CVRD, RB)
LYGODIACEAE			
<i>Lygodium volubile</i> Sw.	CN, FA, FV	TR	Folli 1889 (CVRD); Martinelli 1967 (RB)
OSMUNDACEAE			
<i>Osmunda regalis</i> L.	FV	ET	Folli 1834 (CVRD)
POLYPODIACEAE			
<i>Campyloneurum acrocarpon</i> Fée ❖	FM, FA	HF	Almeida 656 (BHCB, CVRD)
<i>Campyloneurum nitidum</i> (Kaulf.) C.Presl	FM	HF	Folli 1634 (CVRD, RBR); Mynssen 516 (CVRD, RB)
<i>Microgramma geminata</i> (Schrad.) R.M.Tryon & A.F.Tryon	FV, FA	HV	Almeida 646 (BHCB, CVRD); Folli 2737 (CVRD, RBR)

Família / Espécie	Formação vegetal	Hábito	Material selecionado
<i>Microgramma microsoroides</i> Salino et al. ❖■	FV, FA	HV	Almeida 681 (BHCB, CVRD); Folli 51 77 (CVRD)
<i>Microgramma persicariifolia</i> (Schrad.) C.Presl	FA	HV	Almeida 735 (BHCB, CVRD)
<i>Microgramma vacciniifolia</i> (Langsd. & Fisch.) Copel.	CN, FM, FA	HV	Folli 2803 (CVRD, RBR); Simonelli 891 (CVRD)
<i>Pecluma dispersa</i> (A.M.Evans) M.G.Price	FA	HV	Almeida 668 (BHCB, CVRD)
<i>Pecluma plumula</i> (Humb. & Bonpl. ex Willd.) M.G.Price	FM, FA	HV	Folli 3049 (CVRD); Salino 4527 (BHCB, CVRD)
<i>Phlebodium pseudoaureum</i> (Cav.) Lellinger	FA	HV	Folli 3394 (CVRD)
<i>Pleopeltis hirsutissima</i> (Raddi) de la Sota	FM, FA	HV	Folli 3030 (CVRD)
<i>Pleopeltis minima</i> (Bory) J.Prado & R.Y.Hirai	FV, FA	HV	Folli 5433 (CVRD)
<i>Pleopeltis monoides</i> (Weath.) Salino ❖●	FA	HV	Almeida 696 (BHCB, CVRD)
<i>Pleopeltis pleopeltifolia</i> (Raddi) Alston ❖	FM, FA	HV	Folli 3000 (CVRD)
<i>Serpocaulon latipes</i> (Langsd. & Fisch.) A.R.Sm. ❖	CN, FM	HF	Folli 1723 (CVRD, RBR); Martinelli 4958 (RB)
<i>Serpocaulon triseriale</i> (Sw.) A.R.Sm.	CN, FM	HF	Folli 2862 (CVRD, RBR); Almeida 649 (BHCB, CVRD)
PTERIDACEAE			
<i>Acrostichum aureum</i> L.	CN, FV	ET	Salino 4531 (BHCB, CVRD)
<i>Acrostichum danaefolium</i> Langsd. & Fisch.	CN, FV	ET	Almeida 634 (BHCB, CVRD)
<i>Adiantopsis radiata</i> (L.) Fée	FM, FA	ET	Folli 3926 (CVRD)
<i>Adiantum abscissum</i> Schrad. ❖	FV, FA	ET	Lima 1955 (RB); Martinelli 1876 (RB)
<i>Adiantum deflectens</i> Mart.	FA	ET	Paciencia 2434 (CVRD)
<i>Adiantum dolosum</i> Kunze	FV, FA	ET	Paciencia 2287 (CVRD, RB); Sucre 8263 (RB)
<i>Adiantum glaucescens</i> Klotzsch	FM, FA	ET	Paciencia 2297 (CVRD, RB); Almeida 658 (BHCB, CVRD)
<i>Adiantum latifolium</i> Lam.	FM, FA	ET	Almeida 685 (BHCB, CVRD); Folli 1825 (CVRD)
<i>Adiantum lucidum</i> (Cav.) Sw.	FM, FV, FA	ET	Paciencia 2460 (CVRD); Almeida 686 (BHCB, CVRD)
<i>Adiantum pulverulentum</i> L.	FA	ET	Monteiro 255-B (RB)
<i>Adiantum serratodentatum</i> Humb. & Bonpl. ex Willd.	FV	ET	Folli 4211 (CVRD)
<i>Adiantum subcordatum</i> Sw. ❖●	FV, FA	ET	Folli 4429 (CVRD); Almeida 653 (BHCB, CVRD)
<i>Adiantum terminatum</i> Kunze ex Miq.	FV, FA	ET	Almeida 657 (BHCB); Mynssen 502 (CVRD, RB)
<i>Adiantum windischii</i> J.Prado	FA	ET	Mello-Silva 1459 (RB)
<i>Ceratopteris thalictroides</i> (L.) Brongn.	FV	EA	Almeida 702 (BHCB); Folli 4481 (CVRD)
<i>Doryopteris pentagona</i> Pic.Serm.	FA	ET	Almeida 637 (BHCB, CVRD); Folli 2923 (CVRD)
<i>Hemionitis tomentosa</i> (Lam.) Raddi	FA	ET	Folli 2924 (CVRD)
<i>Pityrogramma calomelanos</i> (L.) Link	FV, FA	ET	Almeida 723 (BHCB, CVRD)
<i>Pteris biaurita</i> L.	FA	ET	Almeida 703 (BHCB, CVRD)
<i>Pteris brasiliensis</i> Raddi	FV, FA	ET	Mynssen 506 (CVRD, RB); Folli 4272 (CVRD)
<i>Pteris cretica</i> L.	FV	ET	Siqueira 280 (CVRD)
<i>Pteris denticulata</i> Sw.	FM, FV, FA	ET	Folli 3429 (CVRD)
<i>Pteris leptophylla</i> Sw. ❖	FM, FA	ET	Almeida 679 (BHCB, CVRD); Paciencia 2427 (CVRD)
<i>Pteris schwackeana</i> Christ	FA	ET	Folli 2962 (CVRD)
<i>Vittaria lineata</i> (L.) Sm.	FM, FV, FA	HV	Almeida 626 (BHCB); Folli 3291 (CVRD)
SACCOLOMATACEAE			
<i>Saccoloma elegans</i> Kaulf.	FV	ET	Salino 4529 (BHCB, CVRD)
SALVINIACEAE			
<i>Azolla cristata</i> Kaulf.	FM	EA	Almeida 691 (BHCB, CVRD)
<i>Salvinia biloba</i> Raddi	FM, FV	EA	Almeida 692 (BHCB, CVRD); Folli 2867 (CVRD)
<i>Salvinia minima</i> Baker ❖	FM	EA	Almeida 693 (BHCB, CVRD)

Família / Espécie	Formação vegetal	Hábito	Material selecionado
SCHIZAEACEAE			
<i>Actinostachys pennula</i> (Sw.) Hook.	CN	ET	Folli 2331 (CVRD)
SELAGINELLACEAE			
<i>Selaginella muscosa</i> Spring	CN, FA	HV	Folli 3481 (CVRD)
TECTARIACEAE			
<i>Tectaria incisa</i> Cav.	FM, FA	ET	Almeida 732 (BHCB, CVRD)
<i>Triplophyllum funestum</i> (Kunze) Holttum	FV, FA	ET	Folli 3831 (CVRD)
<i>Triplophyllum hirsutum</i> (Holttum) J.Prado & R.C.Moran	FV, FA	ET	Mynssen 504 (CVRD, RB)
THELYPTERIDACEAE			
<i>Macrothelypteris torresiana</i> (Gaudich.) Ching	FV, FA	ET	Almeida 705 (BHCB, CVRD)
<i>Thelypteris conspersa</i> (Schrad.) A.R.Sm.	FV, FA	ET	Almeida 712 (BHCB, CVRD); Folli 3187 (CVRD)
<i>Thelypteris dentata</i> (Forssk.) E.P.St.John	FV, FA	ET	Folli 2871 (CVRD)
<i>Thelypteris hispidula</i> (Decne.) C.F.Reed	FA	ET	Almeida 635 (BHCB, CVRD)
<i>Thelypteris interrupta</i> (Willd.) K.Iwats.	FV, FA	ET	Almeida 642 (BHCB, CVRD); Folli 3183 (CVRD)
<i>Thelypteris longifolia</i> (Desv.) R.M.Tryon	FM, FV, FA	ET	Almeida 666 (BHCB, CVRD); Mynssen 507 (CVRD, RB)
<i>Thelypteris macrophylla</i> (Kunze) C.V.Morton	FM, FV	ET	Folli 3382 (CVRD); Salino 4528 (BHCB, CVRD)
<i>Thelypteris opposita</i> (Vahl) Ching	FA	ET	Almeida 717 (BHCB, CVRD)
<i>Thelypteris serrata</i> (Cav.) Alston	FA, FV	ET	Folli 2870 (CVRD); Salino 4516 (BHCB, CVRD)

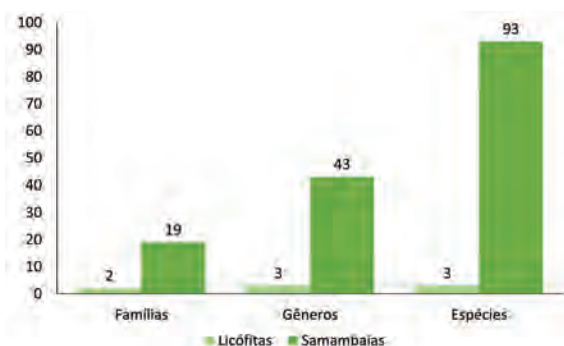


Figura 1: Número de famílias, gêneros e espécies de samambaias e licófitas ocorrentes na Reserva Natural Vale.

A família com maior diversidade é Pteridaceae (25 espécies), seguida por Polypodiaceae (15), Thelypteridaceae (9) e Dryopteridaceae (7). As demais apresentam menos de cinco espécies cada. As duas primeiras famílias são também as que apresentam a maior diversidade genérica, com nove e seis gêneros, respectivamente (Figura 4). Os gêneros mais ricos são *Adiantum* (11 espécies), *Thelypteris* (8), *Pteris* (6) e *Anemia* (5); *Lindsaea*, *Microgramma* e *Pleopeltis* também estão bem representados (4 espécies cada), enquanto os demais gêneros possuem menos de três espécies (Figura 5). Na área de

estudo ocorrem apenas três gêneros de licófitas, *Lycopodiella*, *Palhinhaea* e *Selaginella*, com uma espécie cada.

Três novas espécies foram recentemente descritas para a área da Reserva: *Microgramma microsorooides* (Salino et al., 2008), *Ctenitis christensenii* e *C. glandulosa* (Viveiros & Salino, 2015).

Ervas terrícolas são as mais comuns na área de estudo, representando não somente o maior número de espécies (65), mas também o hábito mais frequente nas diferentes fisionomias da Reserva (Figura 6). Pteridaceae é a família dominante dentre as ervas terrícolas (23 espécies, 11 delas de *Adiantum*). As holopífitas verdadeiras correspondem a 15% da flora estudada, seguida pelas holopífitas facultativas (7%), em sua maioria pertencentes à família Polypodiaceae. As ervas aquáticas (4%) estão representadas pelos gêneros *Azolla*, *Salvinia* e *Ceratopteris*. *Salpichlaena volubilis* e *Lygodium volubile* são as duas espécies com hábito trepador. As hemiepífitas são *Polybotrya cylindrica* e *P. osmundacea*. As samambaias arborescentes estão representadas por *Cyathea microdonta* e *C. phalerata*.



Figura 2: Samambaias e Licófitas da Reserva Natural Vale. A) *Anemia collina* Raddi; B) *A. luetzelburgii* Rosenst.; C) *A. phyllitidis* (L.) Sw.; D) *Blechnum occidentale* L.; E) *Cyathea microdonta* (Desv.) Domin; F) *Trichomanes pinnatum* Hedw.; G) *Dicranopteris flexuosa* (Schrad.) Underw. H) *Lindsaea lancea* (L.) Bedd.; I) *Microgramma geminata* (Schrad.) R.M.Tryon & A.F.Tryon; J) *M. microsorooides* Salino *et al.*; K) *Adiantum dolosum* Kunze; L) *Doryopteris pentagona* Pic.Serm.; M) *Hemionitis tomentosa* (Lam.) Raddi. Fotos: A-C, E-F, H-M: T.E.Almeida; D:L.Sylvestre; G:T.Pilla.



Figura 3: Samambaias e licófitas da Reserva Natural Vale. A) *Pteris brasiliensis* Raddi; B,C) *Pteris leptophylla* Sw. (hábito e detalhe da lâmina foliar); D) *Azolla cristata* Kaulf.; E) *Selaginella muscosa* Spring; F) *Triplophyllum hirsutum* (Holttum) J.Prado & R.C. Moram; G) *Thelypteris macrophylla* (Kunze) C.V.Morton; H) *Vittaria lineata* (L.) Sm. Fotos: T.E.Almeida.

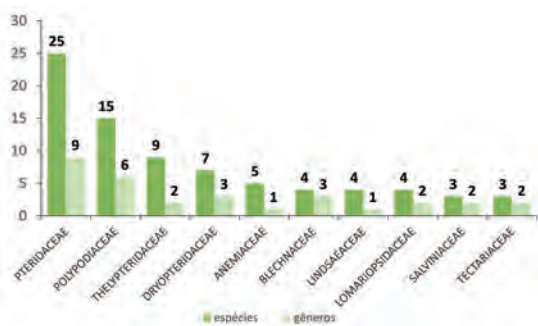


Figura 4: Número de gêneros e espécies das dez famílias de samambaias e licófitas com maior diversidade na Reserva Natural Vale.

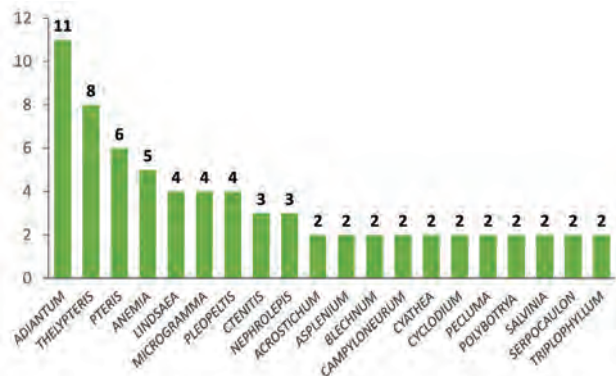


Figura 5: Gêneros de samambaias com maior diversidade na Reserva Natural Vale. As licófitas estão representadas por três gêneros com uma espécie cada.

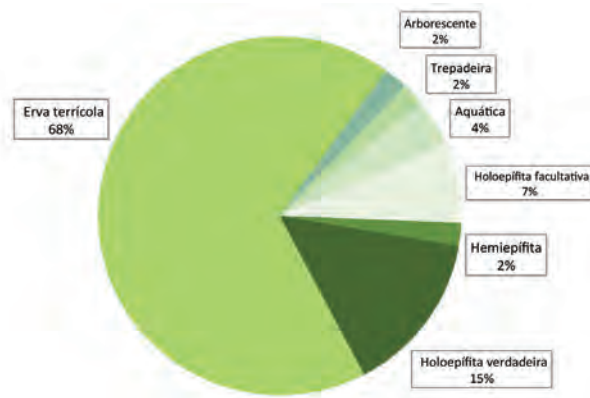


Figura 6: Percentual de espécies de samambaias da Reserva Natural Vale, classificadas quanto ao hábito.

A Floresta Alta é a formação vegetal mais rica (72 espécies) e também a que apresenta o maior número de espécies exclusivas (22), ou seja, aquelas que não ocorrem em nenhum outro tipo de vegetação na área. As áreas permanentemente ou sazonalmente alagadas também possuem uma expressiva flora de samambaias e licófitas, com 49 espécies, nove delas exclusivas dessas formações. A Floresta de Muçununga, por sua vez, apresenta 33 espécies e os Campos Nativos possuem a menor riqueza, com 14 espécies (Figura 7).

A maioria das espécies possui distribuição neotropical (68 spp.) e 13 delas ocorrem em regiões tropicais de outros continentes (pantropicais) (Figura 8). Estas últimas são

representadas tanto por espécies naturalizadas, tais como *Macrothelypteris torresiana*, *Pteris cretica* e *Thelypteris dentata*, quanto nativas. Dentre estas, podem ser citadas as aquáticas *Azolla cristata* e *Ceratopteris thalictroides*, bem como as ervas ruderais *Pityrogramma calomelanos* e *Thelypteris interrupta*.

Dentre as espécies endêmicas do Brasil ocorrentes na Reserva (15 spp.), 13 são exclusivas da Floresta Atlântica. Destas, oito possuem ampla distribuição, geralmente ocorrendo desde o nordeste ao sudeste/sul do Brasil; quatro possuem distribuição restrita ao corredor central da Floresta Atlântica, como *Anemia espiritosantensis* (ES, MG) e *Pleopeltis monoides* (BA, ES, MG); e uma é considerada até o

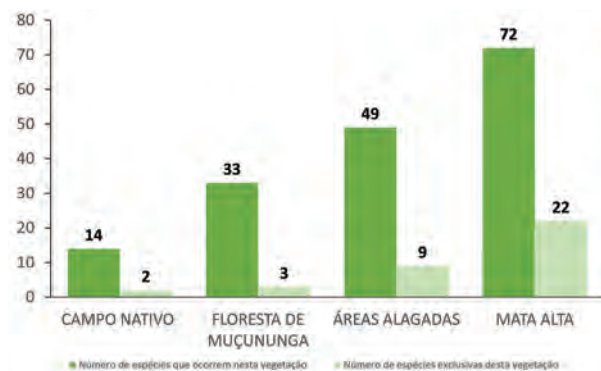


Figura 7: Número de espécies de samambaias e licófitas distribuídas nas diferentes formações vegetais encontradas na Reserva Natural Vale.



Figura 8: Padrões de distribuição das samambaias e licófitas da Reserva Natural Vale. As espécies não endêmicas do Brasil (81) possuem distribuição pantropical ou ocorrem somente na região neotropical (68). Dentre as espécies endêmicas do Brasil (15), a maioria ocorre exclusivamente na Floresta Atlântica (13), sendo que quatro delas são restritas ao corredor central (do sul da Bahia ao norte de São Paulo) e uma ao estado do Espírito Santo.

momento endêmica às florestas sobre tabuleiros no Espírito Santo (*Microgramma microsoroides*).

Anemia espiritosantensis consta no “livro vermelho” da flora do Espírito Santo (Simonelli & Fraga, 2007) como Criticamente em Perigo (CR), enquanto que *Pleopeltis monoides* é categorizada como Em Perigo (EN) tanto na lista estadual, como no Livro vermelho da flora do Brasil (Martinelli & Moraes, 2013). *Microgramma microsoroides*, embora ainda não avaliada quanto ao risco de extinção, pode ser considerada potencialmente ameaçada, principalmente por possuir uma área de ocupação reduzida e ocorrer em um bioma extremamente ameaçado.

DISCUSSÃO

A ocorrência de 96 espécies de samambaias e licófitas para a Reserva Natural Vale representa o maior valor de riqueza específica para estes grupos em regiões de Florestas de Terras Baixas no Estado do Espírito Santo. Portanto, a riqueza das florestas sobre tabuleiros pode ser considerada intermediária entre a das restingas (35 espécies – Behar & Viégas, 1992; 1993) e as de florestas montanas (108 espécies – Brade, 1947; 126 espécies – Viégas-Aquije & Santos, 2007).

Andrade (2014) reconheceu 55 espécies para três fragmentos distintos de florestas sobre tabuleiros entre os municípios de Conceição da Barra e Pinheiros. Entretanto, a maior riqueza encontrada aqui pode ser explicada por dois fatores principais: (1) a área de vegetação protegida na Reserva Natural Vale é aproximadamente 3,5 vezes maior que a área dos três fragmentos somados e (2) a vegetação em mosaico proporciona condições ambientais distintas, ocasionando floras também relativamente distintas.

Vários autores têm destacado a importância da diversidade ambiental no aumento da riqueza da flora de samambaias e licófitas (Paciencia & Prado, 2005; Moran, 2008; Kluge & Kessler, 2011). Estas condições são geralmente mais evidentes nas florestas de encosta, onde a topografia do terreno proporciona uma maior variabilidade ambiental (Moran, 2008). Contudo, mesmo apresentando pouca variação topográfica na área de estudo, as

diferentes tipologias contribuem para o aumento desta riqueza, o que pode ser evidenciado quando são analisados os dados de distribuição das espécies nas diferentes formações vegetais.

A Floresta Alta apresentou a maior riqueza, aliado ao maior número de espécies exclusivas desta formação, que são prioritariamente ervas terrícolas de sub-bosque. Portanto, o dossel fechado encontrado nesta floresta permite o estabelecimento de espécies altamente dependentes desta condição de sombreamento, tais como *Adiantum abscissum*, *A. windischii* e *Asplenium stuebelianum*. Esta formação concentra a maioria das espécies endêmicas da Floresta Atlântica ocorrentes na Reserva, bem como as espécies ameaçadas de extinção.

As áreas alagadas, representadas especialmente pelas Florestas de Várzea, apresentam um dossel mais aberto e possuem uma riqueza intermediária entre a Floresta Alta e a Floresta de Muçununga. Esta formação é representada em sua maioria por plantas generalistas, que ocorrem em diferentes ambientes na reserva, bem como por plantas adaptadas a condições de alagamento. Dentre as espécies que foram encontradas exclusivamente nestas áreas podem ser citadas *Saccoloma elegans* e *Salpichlaena volubilis*.

As Florestas de Muçununga, que são áreas mais abertas, associadas a solos arenosos, são mais propícias ao desenvolvimento de espécies tolerantes a ambientes mais secos e ensolarados. Possuem a metade da diversidade encontrada nas Florestas Altas e a maioria das espécies de samambaias são terrícolas e de ampla distribuição geográfica. Entretanto, o componente epifítico também está bem representado nesta formação. Dentre as espécies mais comuns na fisionomia das Florestas de Muçununga podemos citar *Campyloneurum nitidum* (holoepífita facultativa), *Didymoglossum hymenoides* (holoepífita verdadeira) e *Polybotrya cylindrica* (hemiepífita).

Os Campos Nativos são representados por espécies heliófilas, algumas adaptadas a solos encharcados. A flora apresenta alguns elementos compartilhados às restingas litorâneas, como *Acrostichum danaefolium*, *Actinostachys pennula*, *Serpocaulon latipes*, *S. triseriale* e *Telmatoblechnum serrulatum*. Algumas espécies terrícolas formam densas populações, como *Pteridium arachnoideum*,

Palhinhaea cernua e *Telmatoblechnum serrulatum*.

A análise do componente arbóreo tem demonstrado uma alta relação florística entre as florestas sobre tabuleiros e a floresta amazônica (Peixoto *et al.*, 2008). Entretanto, esta similaridade demonstrou ser menor nas samambaias e licófitas, embora alguns elementos amazônicos estejam presentes, tais como *Triplophyllum funestum* e *Triplophyllum hirsutum*. A maioria das espécies é oriunda do corredor central da Floresta Atlântica, que se estende do sul da Bahia ao Rio de Janeiro, incluindo o norte de São Paulo e o leste de Minas Gerais. A proximidade geográfica pode explicar este panorama, embora a dispersão seja apenas um dos fatores atuantes no estabelecimento da pteridoflora local.

Os dados aqui apresentados mostram a relevância da Reserva Natural Vale na conservação da diversidade de licófitas e samambaias na Floresta de Tabuleiro, além da sua importância na preservação da flora como um todo.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Andrade, R.C. 2014. Licófitas e samambaias de três fragmentos de mata atlântica do norte do Espírito Santo, Brasil. Monografia de Bacharelado em Ciências Biológicas. São Mateus: Universidade Federal do Espírito Santo – CEUNES, 32p.
- Behar, L. & Viégas, G.M. de F. 1992. Pteridophyta da Restinga do Parque Estadual de Setiba, ES. Boletim do Museu de Biologia Prof. Mello Leitão 1 (nova série): 39 – 59.
- Behar, L. & Viégas, G.M. de F. 1993. Pteridophyta da Restinga de Comboios, Aracruz/Linhares, ES. In: III Simpósio de ecossistemas da costa brasileira. São Paulo: ACIESP, v. 3: 134 – 144.
- Brade, A. C. 1947. Contribuição para o conhecimento da flora do Estado do Espírito Santo (I. Pteridophyta). *Rodriguésia* 21: 25 – 56.
- Kluge, J. & Kessler, M. 2011. Influence of niche characteristics and forest type on fern species richness, abundance and plant size along an elevational gradient in Costa Rica. *Plant Ecology* 212 (7): 1109 – 1121.
- Martinelli, G. & Moraes, M.A. (Orgs.) 2013. Livro vermelho da flora do Brasil. Rio de Janeiro: Andrea Jakobsson: Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro. 1100 p.
- Moran, R.C. 2008. Diversity, Biogeography, and Floristics. Pp. 367 – 394. In: T.A. Ranker & C.H. Haufler (Eds.). *Biology and Evolution of Ferns and Lycophytes*. Cambridge: Cambridge University Press.
- Øllgaard, B. 2014. Lycopodiaceae in Brazil. *Conspectus of the family I. The genera Lycopodium, Austrolycopodium, Diphasium, and Diphasiastrum*. *Rodriguésia* 65(2): 293 – 309.
- Paciencia, M.L.B. & Prado, J. 2005. Effects of forest fragmentation on pteridophyte diversity in a tropical rain forest in Brazil. *Plant Ecology* 180: 87–104.
- Peixoto, A.L.; Silva, I.M.; Pereira, O.J.; Simonelli, M.; Jesus, R.M. & Rolim, S.G. 2008. Tabuleiro Forests North of the Rio Doce: their representation in the Vale do Rio Doce Natural Reserve, Espírito Santo, Brazil. *Memoirs of the New York Botanical Garden* 100: 319 – 350.
- Prado, J.; Sylvestre, L.S.; Labiak, P.H.; Windisch, P.G.; Salino, A.; Barros, I.C.L.; Hirai, R.Y.; Almeida, T.E.; Santiago, A.C.P.; Kieling-Rubio, M.A.; Pereira, A.F.N.; Øllgaard, B.; Ramos, C.G.V.; Mickel, J.T.; Dittrich, V.A.O.; Mynssen, C.M.; Schwartzburd, P.B.; Condack, J.P.S.; Pereira, J.B.S. & Matos, F.B. 2015. Diversity of ferns and lycophytes in Brazil. *Rodriguésia* 66: 1073–1083.
- Salino, A.; Almeida, T.E.; Smith, A.R.; Gómez, A.N.; Kreier, H.-P. & Schneider, H. 2008. A new species of *Microgramma* (Polypodiaceae) from Brazil and recircumscription of the genus based on phylogenetic evidence. *Systematic Botany* 33: 630–635.
- Simonelli, M. & Fraga, C.N. (eds.) 2007. Espécies da flora ameaçadas de extinção no Estado do Espírito Santo. Vitória: IPEMA, 144p.
- Smith, A.R.; Pryer, K.M.; Schuettpelz, E.; Korall, P.; Schneider, H. & Wolf, P.G. 2006. A classification of extant ferns. *Taxon* 55 (3): 705 – 731.
- Tryon, R.M. 1972. Endemic areas and geographic speciation in Tropical American ferns. *Biotropica* 4 (3): 121 – 131.
- Viégas-Aquije, G.M.F. & Santos, I.K.F. 2007. Levantamento Florístico de Pteridófitas da Reserva Biológica Augusto Ruschi, Santa Teresa, ES. *Revista Brasileira de Biociências* 5 (supl. 2): 909 – 911.
- Viveiros, R.S. & Salino, A. 2015. Two new species of *Ctenitis* (Dryopteridaceae) from South America and taxonomic notes on similar species. *Phytotaxa* 239 (1): 1–16.

11 ANGIOSPERMAS DA RESERVA NATURAL VALE, NA FLORESTA ATLÂNTICA DO NORTE DO ESPÍRITO SANTO

Samir Gonçalves Rolim, Ariane Luna Peixoto, Oberdan José Pereira, Dorothy Sue Dunn de Araujo, Marcos Nadruz, Geovane Siqueira & Luis Fernando Tavares de Menezes

INTRODUÇÃO

Apesar da intensa fragmentação ocorrida no bioma Mata Atlântica, onde 71% dos fragmentos possuem menos que 5 mil ha e 45% da área encontra-se dentro dos 100 m de borda florestal (Ribeiro *et al.*, 2009), este bioma ainda guarda elevados valores de diversidade e endemismo em sua flora (Thomas *et al.*, 2008; Forzza *et al.*, 2010; Werneck *et al.*, 2011).

Uma região singular neste bioma é o trecho entre o município de Santa Teresa/ES e Ilhéus/BA, onde foram registradas as três áreas com maior riqueza de angiospermas na Mata Atlântica (Martini *et al.*, 2007; Thomas *et al.*, 2008; Saiter & Thomaz, 2014). Nesta região, no norte do Espírito Santo, sobre sedimentos da Formação Barreiras, encontram-se dois fragmentos contíguos e bem conservados de Floresta de Tabuleiro, denominação dada por Rizzini (1963): a Reserva Natural Vale (RNV) e a Reserva Biológica de Sooretama (RBS). Juntas, elas somam 46 mil ha e constituem o maior maciço de Floresta Atlântica entre o sul da Bahia e norte do Rio de Janeiro (Peixoto *et al.*, 2008).

Esta é uma região singular, citada como a mais rica em espécies de angiospermas do neotrópico, considerando áreas com precipitação similar, ao redor de 1.200-1.400 mm/ano (Peixoto & Gentry, 1990) e um dos 14 centros de diversidade e

endemismo de plantas do Brasil (Peixoto & Silva, 1997). Alguns estudos já fizeram a revisão de famílias e gêneros ocorrentes na RNV (p. ex. Barroso & Peixoto, 1995; Mansano & Tozzi, 2004; Coelho, 2010a, Lopes & Mello-Silva, 2014) e novos táxons continuam a ser descritos (p. ex. Maas *et al.*, 2007; Pirani, 2010; Acevedo-Rodríguez, 2012; Lopes *et al.*, 2013; Lopes *et al.*, 2014; Medeiros & Lohmann, 2014; Lombardi, 2014; Sobral & Souza, 2015; Kollmann *et al.*, 2015).

Numa análise geral, a primeira síntese da flora de angiospermas da RNV analisou 2.417 exsicatas, descrevendo 650 espécies vegetais, sendo 489 arbóreas (Jesus & Garcia, 1992). Menos de uma década depois foram descritas 1.404 espécies de fanerógamas, das quais 37 com material tipo da RNV, já incluindo uma boa representatividade de plantas não arbóreas (Germano Filho *et al.*, 2000). Posteriormente Peixoto *et al.* (2008) e Siqueira *et al.* (2014) listaram mais de 2.000 espécies de angiospermas, entretanto, nestas listagens são incluídas algumas dezenas de táxons cujas determinações não chegam a espécie e dezenas de espécies naturalizadas. Neste trabalho é analisada a riqueza de espécies de angiospermas da RNV, são discutidos os grupos taxonômicos mais ricos e é feita uma breve discussão em relação à flora de outras regiões bem estudadas do neotrópico.

MATERIAIS & MÉTODOS

A RNV localiza-se no norte do Espírito Santo, sobre terrenos com pequena variação de altitude, geralmente entre 30 e 60 m. O clima é considerado estacional, embora a vegetação florestal seja classificada como Floresta Estacional Perenifolia. Para o período de janeiro de 1975 a dezembro de 2004, a precipitação média anual foi igual a 1.227 mm (desvio padrão \pm 273 mm), a temperatura média anual foi de 23,3 °C, variando muito pouco ao longo do ano, entre 20,0 °C e 26,2 °C (médias das mínimas e máximas anuais). A umidade relativa média anual foi de 85,8%, também variando muito pouco ao longo do ano, entre 82,2% e 89,2% (Rolim *et al.*, 2016a).

Na RNV ocorrem quatro tipos principais de fisionomias vegetais. A de maior extensão é a Floresta de Tabuleiro, uma fisionomia florestal madura sobre Argisolos Amarelos, onde as árvores chegam a atingir mais de 35 m de altura (Jesus & Rolim, 2005; Peixoto *et al.*, 2008). As florestas de muçununga ocorrem geralmente como enclaves no interior da Floresta de Tabuleiro, sobre depósitos arenosos (espodossolos), onde o dossel atinge cerca de 10 m de altura e ocorre grande penetração de luz no sub-bosque (Simonelli *et al.*, 2008). Nesta fisionomia, os solos são pobres e existe um grande estresse hídrico, os quais são limitantes para o crescimento das árvores (Saporetti-Júnior *et al.*, 2012).

Os campos nativos ou “nativo” é uma fisionomia variando de herbácea a arbustiva, ocorrendo também sobre solos arenosos e pobres. Do ponto de vista florístico o nativo é uma vegetação de restinga, embora alguns autores prefiram fazer a diferenciação fisionômica, deixando o termo restinga para a vegetação que ocorre sobre os terraços marinhos do quaternário (Araujo *et al.*, 2008). Esta fisionomia é considerada por alguns uma variação da muçununga, assim como a variação que ocorre entre fisionomias de cerrado (Meira-Neto *et al.*, 2005). A variação fisionômica nos campos nativos é provavelmente condicionada pela frequência e duração do alagamento do solo em épocas chuvosas (Ferreira *et al.*, 2014).

Uma análise detalhada do mapa da RNV, apresentado na abertura deste livro, apresenta as fisionomias vegetais da reserva numa imagem de satélite (Figura 1).

As áreas permanentemente inundadas, aqui denominadas várzeas, também apresentam um gradiente fisionômico difícil de definir, podendo variar de herbáceas a arbóreas com dossel a 12 m de altura (Peixoto *et al.*, 2008).

Para elaborar a lista de angiospermas foram consultados 15.568 registros do Herbário CVRD, da RNV, depositados até a data de 28 de janeiro de 2016, sendo excluídas as briófitas, monilófitas e licófitas (tratadas em outros capítulos deste livro), as coletas realizadas fora dos limites da RNV e os registros indeterminados. Contudo, espécies colocadas apenas até gênero, mas que são consideradas por especialistas como “novas” foram mantidas na lista. Gêneros sem a completa identificação até espécie, mas com apenas uma espécie também foram mantidos na lista. Apenas para Myrtaceae foram mantidas algumas morfo-espécies. Espécies naturalizadas, exóticas e/ou ruderais foram excluídas do presente estudo, seguindo recomendação de Moro *et al.* (2012). Algumas poucas espécies sem duplicatas no Herbário CVRD foram incluídas, após a confirmação de especialistas, utilizando-se os dados de exsicatas depositadas em outras coleções. A lista de espécies foi submetida à checagem de nomes através da ferramenta Plantminer (Carvalho *et al.*, 2010), o qual faz uma correção automática dos nomes válidos e sinônimos, através de consulta à Lista de Espécies da Flora do Brasil (<http://floradobrasil.jbrj.gov.br>). Posteriormente, a listagem foi checada para verificar inconsistências.

RESULTADOS E DISCUSSÃO

Riqueza de espécies

Foram contabilizadas 1.999 espécies de angiospermas na RNV, distribuídas por 145 famílias (Anexo 1). Esse número representa 13,5% do total de Angiospermas citadas para a Floresta Atlântica (Stehmann *et al.*, 2009). O número de registros indeterminados é de 480, pertencentes principalmente às famílias Salicaceae, Myrtaceae, Euphorbiaceae, Rubiaceae, Marantaceae, Solanaceae, Fabaceae e Peraceae. Assim, é possível que a riqueza aumente sensivelmente com a identificação destes materiais.

As famílias mais ricas em espécies na RNV são Fabaceae (186), Myrtaceae (116), Orquidaceae

(103), Rubiaceae (86), Poaceae (73), Asteraceae (69), Bignoniaceae (62) e Lauraceae (58). As famílias mais ricas em gêneros são Fabaceae (80), Orquidaceae (56), Asteraceae (45) e Rubiaceae (42) (Figura 2). Os gêneros mais ricos em espécies são *Eugenia* (45), *Ocotea* (34), *Myrcia* (29), *Solanum* (25), *Piper* (24) e *Pouteria* (21). As quatro famílias mais ricas encontradas na RNV são, de modo geral, aquelas bem representadas em outras áreas de Floresta Atlântica (Leitão-Filho, 1987; Peixoto & Gentry, 1990; Joly *et al.*, 1991) ou mesmo na região neotropical (referências na Tabela 2).

Das espécies citadas, 1.622 (81%) foram registradas na floresta de tabuleiro, 628 (31%) nas florestas de muçununga, 352 (18%) nos campos nativos e 257 (13%) nas várzeas sujeitas a alagamento. Algumas espécies não apresentaram fisionomia de coleta e outras foram amostradas em áreas antropizadas dentro da RNV, embora sejam de ocorrência natural na região. Apenas 107 espécies são compartilhadas pela Floresta de Tabuleiro, floresta de muçununga e campos nativos. Do total de espécies, 262 só foram registradas nas fisionomias de muçununga e/ou de campos nativos. Estas fisionomias possuem solos quimicamente pobres (Espodosolos) e com camadas superficiais de impedimento que levam a alagamentos em épocas chuvosas (Secreti, 2013) e são mais restritivas para muitas espécies. Os remanescentes destes ambientes são extremamente raros entre o sul da Bahia e o norte do Espírito Santo e mais estudos são necessários para entender a distribuição das espécies nestas fisionomias, os tamanhos de suas populações e seu status de ameaça frente à raridade dos mesmos.

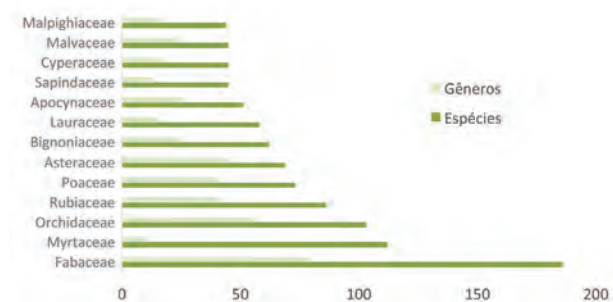


Figura 2. Famílias mais ricas em espécies na Reserva Natural Vale e respectivos números de gêneros.

Das espécies citadas, 94 constam como ameaçadas de extinção no livro vermelho da flora do Brasil (Martineli & Moraes, 2013), 156 no livro do Espírito Santo e 22 são consideradas plantas raras (Giulietti *et al.*, 2009), totalizando 191 espécies que merecem atenção prioritária. Entretanto, este número ultrapassa 200, pois várias espécies recentemente descritas para esta área e ainda com distribuição conhecida restrita, poderão ser avaliadas futuramente como raras ou ameaçadas, como *Alatococcus siqueirae* Acev.-Rodr. (Acevedo-Rodríguez, 2012), *Oxandra unibracteata* J.C. Lopes, Junikka & Mello-Silva (Lopes *et al.*, 2013), *Ephedrantus dimerus* J.C. Lopes, Chatrou & Mello-Silva (Lopes *et al.*, 2014), *Anthurium ribeiroi* Nadruz, *Anthurium queirozianum* Nadruz, *Anthurium riocense* Nadruz, *Anthurium siqueirae* Nadruz, *Anthurium zeneidae* Nadruz, *Philodendron follii* Nadruz, *Philodendron ruthianum* Nadruz (Coelho, 2010), *Spiranthera atlantica* Pirani (Pirani, 2010), *Tynanthus espiritosantensis* M.C. Medeiros & L.G. Lohmann (Medeiros & Lohmann, 2014), *Eugenia hispidiflora* Sobral & M.C. Souza, *Eugenia cataphyllea* Sobral & M.C. Souza (Sobral & Souza, 2015) e *Begonia jaguarensis* L. Kollmann, R. S. Lopes & Peixoto (Kollmann *et al.*, 2015).

Outras espécies raras ou ameaçadas são encontradas em fragmentos no entorno da RNV ou nas florestas aluviais na foz do Rio Doce, mas não possuem registros de ocorrência dentro da RNV, como *Oxalis doceana* Lourteig, *Riodocea pulcherrima* Delprete (Rolim *et al.*, 2006; Giulietti *et al.*, 2009) e *Keraunea capixaba* Lombardi (Lombardi, 2014). Para a RNV, ainda são mencionadas como raras *Erisma silvae* Marc.-Berti e *Tabebuia reticulata* A.H.Gentry (Giulietti *et al.*, 2009) mas não há registros destas espécies no norte do Espírito Santo. A primeira é conhecida apenas pelo material tipo na região amazônica enquanto a segunda é para alguns municípios nos estados do Espírito Santo, Minas Gerais e Bahia (INCT, 2015).

Numa consulta à Lista de Espécies da Flora do Brasil (<http://plantasdobrasil.jbrj.gov.br>), podem ser constatados dados de alguns gêneros de angiospermas ocorrentes na RNV que apresentam forte disjunção com a Amazônia, como *Dinizia* sp. nov. (espécie em descrição G.P. Lewis *et al.*), *Senefeldera*, *Bonnetia*, *Glycydendron* e *Borismene*. Alguns destes

gêneros ocorrem de São Paulo a Pernambuco; outros ocorrem apenas no trecho entre o rio Doce, no Espírito Santo, e Ilhéus, no sul da Bahia. Isso pode indicar ausência de coleta nas áreas entre os biomas, mas também conexões pretéritas entre a Floresta Atlântica e Amazônica, como já apontado por diversos autores. Alguns destes gêneros foram encontrados em registros de pólen na RNV, desde 7.500 e 4.000 anos antes do presente (Buso Jr. *et al.*, 2014).

Em duas áreas de Floresta Atlântica do sul da Bahia, com 420 e 430 espécies, Thomas *et al.* (1998) estimaram que 7,4% em cada área são disjuntas com a Amazônia, número próximo da estimativa anterior de Mori *et al.* (1981), que é de 7,9% (baseada em 127 espécies arbóreas). Thomas *et al.* (1998) estimaram

ainda que 27,3% das espécies são endêmicas da região entre o rio Doce (ES) e Ilhéus, no sul da Bahia. Estes resultados levaram os autores a classificarem esta região como um dos três centros de endemismo da Mata Atlântica (para detalhes ver também Fiaschi & Pirani, 2009).

Comparação com outras áreas

A riqueza de espécies numa dada área e a análise da riqueza de espécies em famílias ou a abundância de famílias entre regiões neotropicais têm sido discutidas (Lombardi & Gonçalves, 2000; Lima *et al.*, 2011; Zappi *et al.*, 2011). Esta discussão é dificultada pelo fato de que o esforço de coleta botânica geralmente não é o mesmo entre os

Tabela 1: Lista de 10 famílias de Angiospermas mais ricas em espécies, em 12 regiões neotropicais da América do Sul (células vazias indicam que a família não está entre as 10 mais representativas na área). Obs.: Uma ressalva é que alguns estudos são antigos e não estão em APG III. Assim, a representatividade de algumas famílias, como Malvaceae e Euphorbiaceae, pode estar sub ou superestimada.

Família	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12
Fabaceae	186	150	188	160	128	115	71	125	48	57	51	63
Myrtaceae	116		65		31	39	59	39	53	85	47	70
Orchidaceae	103	200	96	56		57	38		115	81	229	118
Rubiaceae	86	138	94	113	93	82	66	69	48	51	53	50
Bignoniaceae	62		54		32			49				
Asteraceae	69	75					27	51	54	54	42	43
Poaceae	73	107				34			48			57
Lauraceae	58	58	100	62		35				53	44	
Apocynaceae	51				35							
Sapindaceae	45											
Annonaceae			59	47	34	34						
Araceae		133	55	64		31						
Bromeliaceae							40		43	43	46	41
Chrysobalanaceae			53									
Cyperaceae	45					42						39
Euphorbiaceae		50		45	36		30	35				
Malpighiaceae								21				
Malvaceae				42	38							
Melastomataceae		167	58	85	53	34	36	31	56	54	73	34
Moraceae				68	43			19				
Piperaceae									33	30	22	26
Sapotaceae			78				28					
Solanaceae		50						33	38		29	
Riqueza	1.999	2.363	1.987	1.912	1.303	1.251	1.048	1.043	1.033	1.030	1.023	985

Legenda: RNV (este estudo); 2) Região central do Peru (Vásquez *et al.*, 2005); 3) Reserva Ducke, AM (Hopkins, 2005); 4) Yasuní National Park – Equador (Tropicos, 2013); 5) Parque Cristalino, MT (Zappi *et al.*, 2011); 6) Iwokrama Forest – Guyana (Clarke *et al.*, 2001); 7) Reserva de Una, BA (Amorim *et al.*, 2008); 8) médio Rio Doce, MG (Lombardi & Gonçalves, 2000); 9) Serra Negra, MG (Salimena *et al.*, 2013); 10) Parque Carlos Botelho, SP (Lima *et al.*, 2011); 11) Reserva de Macaé de Cima, RJ (Lima & Guedes-Bruni, 1997); 12) Parque da Ilha do Cardoso, SP (Barros *et al.*, 1991).

estudos. Além disso, a extensão e a diversidade de ambientes nas áreas de coletas em cada área podem ser diferentes e as coletas em alguns estudos são subrepresentadas para algumas famílias (Clarke *et al.*, 2001; Zappi *et al.*, 2011). Com estas ponderações, foram selecionadas algumas áreas neotropicais para uma análise comparativa dos resultados encontrados na RNV (Tabela 1), considerando apenas as Angiospermas.

Nesta comparação, uma riqueza de Angiospermas de cerca de 2.000 espécies é encontrada na RNV em Linhares/ES, na Reserva Ducke em Manaus/AM e na região central do Peru. Zappi *et al.* (2011) inferem que no Parque Cristalino/MT é possível que a riqueza de plantas vasculares atinja 2.000 espécies. Embora a região central do Peru tenha maior riqueza entre as áreas comparadas (2.363 espécies de Angiospermas), deve ser considerado que as coletas foram realizadas em 300 mil ha, com quatro tipos climáticos distintos e alta diversidade de ambientes (Vásquez *et al.*, 2005). Se forem consideradas amostras nesta escala, como na Serra do Mar de SP/RJ ou em todo o norte do Espírito Santo, é possível que uma riqueza similar poderia ser alcançada nestes trechos. Porém, nesta área do Peru, apesar de sua grande extensão quando comparada às demais, foram analisadas apenas 16.376 coletas botânicas e vários estudos têm mostrado a elevada riqueza das florestas peruanas (Gentry, 1988; Phillips *et al.*, 1994).

Na RNV (com cerca de 23 mil ha) e na Reserva Ducke (cerca de 10 mil ha), embora o tamanho seja reduzido, não é desprezível o fato de que em ambas a topografia é muito plana, facilitando a atividade de coleta. Outras áreas, como no Parque Estadual Carlos Botelho (SP) ou nas florestas de Iwokrama nas Guianas, a topografia acidentada é um dificultador para a coleta de plantas. A influência do esforço de coleta na Reserva Ducke pode ser constatada com base em atualizações no número de espécies para esta área nos últimos 15 anos. Uma publicação do Projeto Flora da Amazônia (Prance, 1990) indicava uma riqueza de 825 espécies. Posteriormente, Ribeiro *et al.* (1994) indicaram uma riqueza de 1.453 espécies e Hopkins (2005) citou 2.079 espécies de plantas vasculares para a Reserva Ducke, ou seja, um acréscimo de 150% em duas décadas. Esses dados mostram que a obtenção de dados representativos de floras, mesmo em áreas

“pequenas” e planas é uma atividade de longo prazo.

Também deve ser considerado que existem áreas com alta riqueza concentrada em pequenas áreas, mas pequeno esforço em escala regional. Por exemplo, uma comparação mais criteriosa de amostragem, com esforço e metodologia padronizados (A. H. Gentry *Forest Transect Data Set*) mostra que a riqueza da flora com diâmetro à altura do peito maior ou igual a 4,8 cm em áreas de 1 ha, no sul da Bahia (Serra do Conduru), está entre as mais altas dos neotrópicos, inclusive maior que a RNV e Reserva Ducke (Martini *et al.*, 2007). Outros estudos têm confirmado a alta riqueza de espécies em Serra Grande, no Sul da Bahia (Thomas *et al.*, 2008) e na região serrana do Espírito Santo (Thomaz & Monteiro, 1997; Saiter *et al.*, 2011). A região serrana de Santa Teresa, no Espírito Santo, é apontada como área de alta riqueza ou endemismo para alguns grupos de plantas, como Angiospermas (Werneck *et al.*, 2011), Myrtaceae (Sobral, 2007; Murray-Smith *et al.*, 2009) e Monimiaceae (Lyrio, 2014). Maior intensidade de coleta juntamente com análises que incluam fatores ambientais e biogeográficos, são necessárias para entender a elevada riqueza e endemismo destas regiões.

Uma análise da Tabela 1 mostra que Fabaceae, Myrtaceae, Rubiaceae e Orchidaceae têm destaque em termos de riqueza de espécies em florestas Neotropicais: por exemplo, na Floresta Atlântica do norte do Espírito Santo (este estudo), da Bahia (Amorim *et al.*, 2008), na região sul de São Paulo (Lima *et al.*, 2011), na Floresta Amazônica do Mato Grosso (Zappi *et al.*, 2011), de Manaus (Hopkins (2005) e da Guiana (Clarke *et al.*, 2001). Destaca-se a notável contribuição de Orchidaceae na Reserva de Macaé de Cima, RJ (Lima & Guedes-Bruni, 1997), no Parque Estadual da Ilha do Cardoso, SP (Barros *et al.*, 1991) e em Serra Negra, MG (Salimene *et al.*, 2013), com riqueza superior a Fabaceae. Isso é esperado, já que esta é a família mais diversa na Floresta Atlântica (Stehmann *et al.*, 2009). Por outro lado, podem ser notadas algumas exceções, como a baixa contribuição de Orchidaceae no médio rio Doce (Lombardi & Gonçalves, 2000) e na Floresta Amazônica do Mato Grosso (Zappi *et al.*, 2011), provavelmente em função de um menor esforço de coleta nesta família. Geralmente a riqueza de Orchidaceae está associada a ambientes com alta pluviosidade ou

sob influência nebulosa (Dressler, 1990). Todavia, na RNV existe um longo período seco (Engel & Martins, 2005) e, além disso, muitas espécies de orquídeas ocorrem como epífitas na muçununga e como terrestres nos campos nativos, ambientes mais secos, indicando que as 103 espécies da coleção representam uma alta riqueza mesmo em ambiente relativamente mais seco.

A elevada riqueza de Myrtaceae na RNV pode ser constatada quando comparada às demais áreas, já que congrega próximo do dobro de espécies em relação à quase totalidade das demais áreas. Esta família é relacionada entre as mais ricas em espécies arbóreas no domínio da Floresta Atlântica (Mori *et al.*, 1983a; Mori *et al.*, 1983b; Barros *et al.*, 1991; Thomaz & Monteiro, 1997; Jesus & Rolim, 2005; Lima *et al.*, 2011). Outro fato a ser considerado é que Myrtaceae é também bem representada na Amazônia, como constatado para a Reserva Ducke, se considerada toda a flora e não somente espécies arbóreas.

A presença de áreas abertas com sedimento arenoso na RNV deve ter favorecido o estabelecimento de representantes de Poaceae e Asteraceae, que ali ocorrem entre as 10 famílias de maior riqueza. Estas famílias também apresentam elevada riqueza em outras regiões que apresentam este tipo de sedimento, ou ainda em trechos rochosos, como encontrados na Ilha do Cardoso (Barros *et al.*, 1991), em Serra Negra (Salimene *et al.*, 2013) e na Guiana (Clarke *et al.*, 2001).

Embora Bignoniaceae não seja uma das famílias mais ricas na Floresta Atlântica, destaca-se na RNV, onde apresenta uma das maiores riquezas já registradas, com notoriedade para as lianas lenhosas (43 das 62 espécies). Outras famílias ricas em lianas lenhosas na RNV são Fabaceae, Malpighiaceae e Sapindaceae (37, 32 e 22 espécies, respectivamente). Estas quatro famílias representam 52% das 255 espécies de lianas lenhosas da RNV, principalmente nos gêneros *Machaerium* (11), *Heteropterys* (11), *Passiflora* (9), *Adenocalymma* (8), *Paullinia* (8) e *Serjania* (8), sendo uma das áreas mais ricas do neotrópico com este hábito (Peixoto & Gentry, 1990).

CONSIDERAÇÕES FINAIS

Os registros botânicos atuais indicam que a RNV apresenta uma elevada riqueza e endemismo de angiospermas, entre as áreas mais ricas no

neotrópico, incluindo uma elevada riqueza de espécies ameaçadas e raras. Trata-se de uma área de grande relevância para conservação. Novas coletas botânicas e o tratamento dos materiais indeterminados devem continuar a aumentar esta riqueza, mas, no sentido de direcionar futuros esforços botânicos na região norte do Espírito Santo, embora não seja foco deste trabalho, vale um breve comentário sobre a Reserva Biológica de Sooretama (RBS), adjacente à RNV. Existem muito poucas coletas botânicas na RBS e a maioria coletada em áreas de fácil acesso como a Lagoa do Macuco e ao redor das sedes. Ou seja, uma concentração do esforço de coleta na área da RNV, em detrimento da RBS. Um exemplo desta diferença é apontado por Giaretta *et al.* (2015), que mostram que 55% de todos os registros de Myrtaceae em áreas protegidas do Espírito Santo são provenientes da RNV, e que sua vizinha RBS, representa apenas 1% dos registros.

É notório, portanto, a necessidade de maiores investimentos em coletas botânicas na RBS. A carência de infraestrutura na RBS e a maior dificuldade de acesso aos trechos mais remotos, tornam expedições à RBS menos atrativa ao pesquisador. Adiciona-se ainda o fato de a RNV manter o Herbário CVRD bem representativo da flora do norte do Espírito Santo, além de infraestrutura de apoio logístico, que torna atrativa a opção por coletar na RNV. A RNV e a RBS são igualmente importantes e compartilham muitas espécies, mas provavelmente a área oeste da RBS deve apresentar algumas particularidades que a diferem dos trechos da RNV, pois é uma área mais distante do oceano e apresenta topografia mais acidentada, diferente da RNV, onde o relevo é predominantemente suave ou plano. Desta forma, considerando a riqueza de espécies e endemismo desta região, é altamente recomendável que sejam incentivadas expedições botânicas à RBS.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Acevedo-Rodríguez, P. 2012. *Alatococcus*, a new genus of Sapindaceae from Espírito Santo, Brazil. *Phytokeys*, 10: 1-5.
- Amorim, A.M.; Thomas, W.W.; Carvalho, A.M.V. & Jardim, J.G. 2008. Floristic of the Una Biological Reserve, Bahia, Brazil. In *The Atlantic Coastal Forests*

- of Northeastern Brazil (W.W. Thomas, ed.). *Memoirs of the New York Botanical Garden* 100:67-146.
- Araujo, D.S.D.; Pereira, O.J. & Peixoto, A.L. 2008. Campos Nativos at the Linhares Forest Reserve, Espírito Santo, Brazil. In: Thomas, W.W. (ed.). *The Atlantic Coastal Forest of Northeastern Brazil*. The New York Botanical Garden Press, New York. 371-385p.
- Barros, F.; Melo, M.M.R.F.; Chiea, S.A.C.; Kirizawa, M.; Wanderley, M.G.L.; Jung-Mendaçolli, S.L. 1991. Caracterização geral da vegetação e listagem das espécies ocorrentes. In: Melo, M.M.R.F.; Barros, F.; Wanderley, M.G.L.; Kirizawa, M.; Jung-Mendaçolli, S.L.; Chiea, S.A.C. (eds.) *Flora Fanerogâmica da Ilha do Cardoso*. São Paulo: Instituto de Botânica, v.1, 184p.
- Barroso, G.M. et Peixoto, A.L. 1995. Myrtaceae da Reserva Florestal de Linhares, Espírito Santo, Brasil. Gêneros *Calyptanthus* e *Marierea*. *Bol. Mus. Biol. Mello Leitão (N.Ser.)*, 3:3-38.
- Carvalho, G.H.; Cianciaruso, M.V. & Batalha, M.A. 2010. Plantminer: a web tool for checking and gathering plant species taxonomic information. *Environmental Modelling & Software* 25:815-816.
- Clarke, H.D.; Funk, V.A.; Hollowell, T. 2001. Plant diversity of the Iwokrama Forest, Guyana. *Sida, Botanical Miscellany* 21, Texas, Botanical Research Institute of Texas, 86p.
- Coelho, M.A.N. 2010a. A família Araceae na Reserva Natural Vale, Linhares, Espírito Santo, Brazil. *Bol. Mus. Biol. Mello Leitão (N. Sér.)* 28:41-87.
- Coelho, M.A.N. 2010b. Espécies novas de *Anthurium* e *Philodendron* (Araceae) do sudeste brasileiro. *Bol. Mus. Biol. Mello Leitão (N. Sér.)* 28:21-40.
- Dressler, R. 1990. *The orchids – natural history and classification*. Harvard University Press, Cambridge. 332p.
- Engel, V.L.; Martins, F.R. 2005. Reproductive phenology of atlantic forest tree species in Brazil: an eleven year study. *Tropical Ecology*, 46: 1-16.
- Ferreira, V.B.R.; Nascimento M.T.; Menezes, L.F.T. 2014. Floristic and phytogeographic pattern of native field in southeastern Brazil. *Acta Botanica Brasilica*, 28: 465-475.
- Fiaschi, P. & Pirani, J.R. 2009. Review of plant biogeographic studies in Brazil. *Journal of Systematics and Evolution*, 47: 477-496.
- Forzza, R.C.; Baumgratz, J. F.; Bicudo, C.E.M.; Canhos, D.A.L.; Carvalho Jr., A.C.; Costa, A.; Costa, D.P.; Hopkins, M.; Leitman, P.M.; Lohmann, L.G.; Lughadha, E.N.; Maia, L.C.; Martinelli, G.; Menezes, M.; Morim, M.P.; Coelho, M.N.; Peixoto, A.L.; Pirani, J.R.; Prado, J.; Queiroz, L.P.; Souza, S.; Souza, V.C.; Stehmann, J.R.; Sylvestre, L.S.; Walter, B.M.T. & Zappi, D. 2010. Síntese da Diversidade Brasileira. P. 21-42. In Forzza, G.C. et al. (Orgs). *Catálogo de plantas e fungos do Brasil*, volume 1 e 2. Andrea Jakobsson Estúdio e Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro. Rio de Janeiro.
- Gentry, A.H. 1988. Tree species richness of upper amazonian forests. *Proc. Natl. Acad. Sci.* 85:156-159.
- Germano Filho, P.; Peixoto, A.L.; Jesus, R.M. 2000. Espécies vegetais descritas a partir de espécimes coletados na Reserva Florestal de Linhares, ES, Brasil. *Boletim do Museu de Biologia Mello Leitão (Nova Série)*, 11/12: 35-48.
- Giaretta, A.; Menezes, L.F.T.; Peixoto, A.L. 2015. Diversity of Myrtaceae in the southeastern Atlantic forest of Brazil as a tool for conservation. *Brazilian Journal of Botany*, 38: 175-185.
- Giulietti, A.M., Rapini, A., Andrade, M.J.G., Queiroz, L.P. & Silva, J.M.C. (Org.) 2009. *Plantas raras do Brasil*. Conservação Internacional, Belo Horizonte.
- Hopkins, M.J.G. 2005. Flora da Reserva Ducke, Amazonas, Brasil. *Rodriguesia*, 56(86):9-25.
- INCT – Herbário Virtual da Flora e dos Fungos (<http://inct.splink.org.br>) em 02 de Setembro de 2015 às 22:40.
- Jesus, R.M. & Rolim, S.G. 2005. Fitossociologia da Mata Atlântica de Tabuleiro. *Boletim Técnico da Sociedade de Investigações Florestais* 19: 1-149.
- Jesus, R.M.; Garcia, A. 1992. O herbário da Reserva Florestal de Linhares. *Revista do Instituto Florestal*, 4: 350-362.
- Joly, C.A., Leitão-Filho, H.F. & Silva, S.M. 1991. O patrimônio florístico – The floristic heritage. In *Mata Atlântica – atlantic rain forest* (G.I. Câmara, coord.). Ed. Index Ltda. e Fundação S.O.S. Mata Atlântica, São Paulo.
- Kollmann, L.J.C.; Lopes, R.S.; Peixoto, A.L. 2015. *Begonia jaguarensis* L. Kollmann, R.S. Lopes & Peixoto (Begoniaceae), a new species from North of Espírito Santo State, Brazil. *Candollea* 70: 43-48.
- Leitão-Filho, H.F. 1987. Considerações sobre a florística de florestas tropicais e subtropicais do Brasil. *Revista IPEF*, 35: 41-46.
- Lima, H.C. & Guedes-Bruni, R.R. 1997. Diversidade de plantas vasculares na Reserva Ecológica de Macaé de Cima. In *Serra de Macaé de Cima: Diversidade e Conservação em Mata Atlântica* (H.C. Lima & R.R. Guedes-Bruni, eds.). Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, p.29-39.
- Lima, R.A.F.; Dittrich, V.A. de O.; Souza, V.C.; Salino, A.; Breier, T.B. e Aguiar, O.T. 2011. Flora vascular do Parque Estadual Carlos Botelho, São Paulo, Brasil.

- Biota Neotrop. 11: 173-214.
- Lírio, E.J. 2014. Monimiaceae do Espírito Santo: taxonomia, distribuição geográfica e conservação. Dissertação de mestrado não publicada, Programa de Pós-graduação em Botânica, Escola Nacional de Botânica Tropical, Rio de Janeiro. 113 p.
- Lombardi, J.A. & Gonçalves, M. 2000. Composição florística de dois remanescentes de Mata Atlântica do sudeste de Minas Gerais, Brasil. *Revista Brasileira de Botânica* 23: 255-282.
- Lombardi, J.A. 2014. The Second Known Species of the Recently Described Genus *Keraunea* (Convolvulaceae). *Phytotaxa* 181: 54-58.
- Lopes, J.C.; Chatrou, L.W.; Mello-Silva, R. 2014. *Ephedranthus dimerus* (Annonaceae), a new species from the Atlantic Forest of Brazil, with a key to the species of *Ephedranthus*. *Brittonia* 66: 70-74.
- Lopes, J.C.; Junikka, L.; Mello-Silva, R. 2013. *Oxandra unibracteata* (Annonaceae), a new species from the Atlantic Forest and a new synonym of *O. nitida*. *Phytotaxa* 84: 25-30.
- Lopes, J.C.; Mello-Silva, R. 2014. Annonaceae da Reserva Natural Vale, Linhares, Espírito Santo. *Rodriguesia* 65: 599-635.
- Maas, P.J.M.; Westra, L.Y.Th. & Vermeer, M. 2007. Revision of the Neotropical genera *Bocageopsis*, *Onychopetalum*, and *Unonopsis* (Annonaceae). *Blumea* 52: 413-554
- Mansano, V.F. & Tozzi, A.M.G.A. 2004. *Swartzia* (Leguminosae, Papilionoideae, Swartzieae S.L.) na Reserva Natural da Companhia Vale do Rio Doce, Linhares, ES, Brasil. *Rodriguesia*, 55(85):95-113.
- Martinelli, G.; Moraes, M.A (Eds.). 2013. Livro vermelho da flora do Brasil. - 1. ed. - Rio de Janeiro: Andrea Jakobsson: Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro, 1100 p.
- Martini, A.M.Z.; Fiaschi, P.; Amorim, A.M. & Paixão, J.L. 2007. A hot-point within a hot-spot: a high diversity site in Brazil's Atlantic Forest. *Biodiversity and Conservation* 16: 3111-3128.
- Medeiros, M.C.; Lohmann, M.L. 2014. Two new species of *Tynanthus* Miers (Bignoniaceae, Bignoniaceae) from Brazil. *PhytoKeys* 42: 77-85.
- Meira Neto, J.A.A.; Souza, A.L.; Lana, J.M. & Valente, G.E. 2005. Composição florística, espectro biológico e fitofisionomia da vegetação de muçununga nos municípios de Caravelas e Mucuri, Bahia. *Revista Árvore* 29: 139-150.
- Mori, S.A.; Bloom, B.M.; Prance, G.T. 1981. Distribution patterns and conservation of eastern Brazilian coastal forest tree species. *Brittonia* 33: 233-245.
- Mori, S.A.; Boom, B.M.; Carvalho, A.M.; Santos, T.S. 1983a. Ecological importance of Myrtaceae in an eastern Brazilian wet forest. *Biotropica*, 15: 68-70.
- Mori, S.A.; Boom, B.M.; Carvalho, A.M.; Santos, T.S. 1983b. South Bahia moist forest. *Botanical Review*, 49: 155-232.
- Moro, M.F.; Souza V.C.; Oliveira Filho, A. T.; Queiroz, L.P.; Fraga, C.N.; Rodal, M.J.N.; Araújo, F.S.; Martins, F.R. 2012. Alienígenas na sala: o que fazer com espécies exóticas em trabalhos de taxonomia, florística e fitossociologia? *Acta Bot. Bras.* 26: 991-999.
- Murray-Smith, C.; Lucas, E.J.; Brummitt, N.A.; Oliveira-Filho, A.T.; Bachman, S.; Nic Lughadha, E.M. & Moat, J. 2009. Plant diversity hotspots in the Atlantic coastal forests of Brazil. *Conservation Biology* 23: 151-163.
- Peixoto, A.L.; Gentry, A.H. 1990. Diversidade e composição florística da mata de tabuleiro na Reserva Florestal de Linhares (Espírito Santo, Brasil). *Revista Brasileira de Botânica*, 13: 19-25.
- Peixoto, A.L.; Silva, I.M. 1997. Tabuleiro forests of northern Espírito Santo, South-eastern Brazil. In: Davis, S.D.; Heywood, V.H.; Herrera-Macbride, O.; Villa-Lobos, J.; Hamilton, A.C. (eds.) *Centres of Plant Diversity: A Guide and Strategy for Their Conservation*. WWF/IUCN, p.369-372.
- Peixoto, A.L.; Silva, I.M.; Pereira, O.J.; Simonelli, M.; Jesus, R.M. & Rolim, S.G. 2008. Tabuleiro Forests North of Rio Doce: Their representation in the Vale do Rio Doce Natural Reserve, Espírito Santo, Brazil. *Memoirs of the New York Botanical Garden* 100: 319-350.
- Phillips, O.L.; Hall, P.; Gentry, A.H.; Sawyer, S.A.; Vásquez, R. 1994. Dynamics and species richness of tropical rain forests *Proc. Natl. Acad. Si.* 91:2805-2809.
- Pirani, J.R. 2010. *Spiranthera atlantica* (Rutaceae, Galipeae), a new species and the first record of the genus for the Brazilian Atlantic Forest. *Novon: A Journal for Botanical Nomenclature*, 20: 203-206.
- Prance, G.T. 1990. The floristic composition of the forests of Central Amazonian Brazil. In: Gentry, A.H. (ed.) *Four Neotropical Rainforests*. New Haven, Connecticut: Yale University Press, p.112-140.
- Ribeiro, J.E.L.S.; Nelson, B.W.; Silva, M.F.; Martins, L.S.S. & Hopkins, M.J.G. 1994. Reserva Florestal Ducke: diversidade e composição da flora vascular. *Acta Amazônica* 24: 19-30.
- Ribeiro, M.C.; Metzger, J.P.; Martensen, A.C.; Ponzoni, F.J. & Hirota, M.M. 2009. The Brazilian Atlantic Forest: How much is left, and how is the remaining forest distributed? Implications for conservation. *Biol. Conserv.* 142: 1141-1153.
- Rizzini, C.T. 1963. Nota prévia sobre a divisão fitogeográfica (florístico-sociológica) do Brasil. *Revista Brasileira de Geografia*, 25: 3-64.

- Rolim, S.G.; Ivanauskas, N.M.; Engel, V.L. 2016a. As florestas de tabuleiro do norte do Espírito Santo são ombrófilas ou estacionais? In: Rolim, S.G.; Menezes, L.F.T, & Srbek-Araujo, A.C. (Eds.). *Floresta Atlântica de Tabuleiro; Diversidade e Endemismo na Reserva Natural Vale*, 496p.
- Rolim, S.G.; Ivanauskas, N.M.; Rodrigues, R.R.; Nascimento, M.T.; Gomes, J.M.L.; Folli, D.A.; Couto, H.T.Z. 2006. Composição florística do estrato arbóreo da Floresta Estacional Semidecidual na planície aluvial do rio Doce, Linhares, ES, Brasil. *Acta Botanica Brasílica*, 20: 549-561.
- Saiter, F.Z.; Guilherme, F.A.G; Thomaz, L.D. & Wendt, T. 2011. Tree changes in a mature rainforest with high diversity and endemism on the Brazilian coast. *Biodiversity and Conservation* 20: 1921-1949.
- Saiter, F.Z.; Thomaz, L.D. 2014. Revisão da lista de espécies arbóreas do inventário de Thomaz & Monteiro (1997) na Estação Biológica de Santa Lúcia. *Bol. Mus. Biol. Mello Leitão (Nov. Sér.)* 34: 101-128.
- Salimena, F.R.G.; Matozinhos, C.N.; Abreu, N.L. Ribeiro, J.H.C.; Souza, F.S.; Menini Neto, L. 2013. Flora fanerogâmica da Serra Negra, Minas Gerais, Brasil. *Rodriguesia* 64: 311-320.
- Saporetto-Junior, A.W.; Schaefer, C.E.G.R.; Souza, A.L.; Soares, M.P.; Araújo, D.S.D. & Meira-Neto, J.A.A. Influence of Soil Physical Properties on Plants of the Mussununga Ecosystem, Brazil. *Folia Geobotanica*, 47:29-39.
- Secreti, M.L. 2013. Caracterização e classificação de solos de campos nativos no nordeste do Espírito Santo. *Dissertação (Mestrado)*, Universidade Estadual do Mato Grosso do Sul, 52p.
- Simonelli, M.; Souza A.L.; Peixoto, A.L. & Silva, A.F. 2008. Floristic Composition and Structure of the Tree Component of a Muçununga Forest in the Linhares Forest Reserve, Espírito Santo, Brazil. *Memoirs of the New York Botanical Garden* 100: 345-364
- Siqueira, G.S.; Kierulff, M.C.M.; Alves-Araújo, A. 2014. Florística das plantas vasculares da Reserva Natural Vale, Linhares, Espírito Santo, Brasil. *Ciência & Ambiente*, 49: 67-129.
- Sobral, M. 2007. A evolução do conhecimento taxonômico no Brasil (1990-2006) e um estudo de caso: a família Myrtaceae no município de Santa Teresa, Espírito Santo. *Tese de Doutorado*. Universidade Federal de Minas Gerais, Minas Gerais.
- Sobral, M.; Souza, M.C. 2015. Two New Species of *Eugenia* (Myrtaceae) from Coastal Brazilian Rainforest. *Novon: A Journal for Botanical Nomenclature*, 23: 442-446.
- Stehmann, J.R.; Forzza, R.C.; Salino, A.; Sobral, M.; Costa, D.P.; Kamino, L.H.Y. 2009. Diversidade taxonômica na floresta atlântica. In: *Plantas da floresta atlântica*. Stehmann, J.R.; Forzza, R.C.; Salino, A.; Sobral, M.; Costa, D.P.; Kamino, L.H.Y. (eds.). p.4-12, Jardim Botânico do Rio de Janeiro, RJ.
- Tebaldi, A.L.C.; Fiedler, N.C. & Dias, H.M. 2012. Vulnerability and Management of Protected Areas from the State of Espírito Santo, Brazil. *Floresta e Ambiente* 19(3): 1-10.
- Thomas, W.W.; Carvalho, A.M.V.; Amorim, A.M.; Hanks, J.G.; Santos, T.S. 2008. Diversity of wood plants in the Atlantic coastal forest of southern Bahia, Brazil. *Memoirs of the New York Botanical Garden*, 100: 21-66.
- Thomaz, L.D.; Monteiro, R. 1997. Composição florística da Mata Atlântica de encosta da Estação Biológica de Santa Lúcia, município de Santa Teresa-ES. *Boletim do Museu de Biologia Mello Leitão (Nova Série)*, 7: 3-48.
- Tropicos 2013. Checklist of the Flora of Yasuní National Park, Ecuador. Disponível on line in tropicos.org. Consulta em 2013.
- Vásquez, R.V.; Rojas, G.R.; Monteagudo, M.A.; Meza, V.K.; Van Der Werff, H.; Ortiz-Gentry, R.; Catchpole, D. 2005. Flora vascular de la selva central del Perú: una aproximación de la composición florística de três áreas naturales protegidas. *Arnaldia* 12: 112-125.
- Werneck, M.S.; Sobral, M. *e.g.*; Rocha, C.T.V.; Landau, E.C. & Stehmann, J.R. 2011. Distribution and Endemism of Angiosperm in the Atlantic Forest. *Natureza & Conservação* 9: 188-193.
- Zappi, D.C.; Sasaki, D.; Milliken, W.; Iva, J.; Henicka, G.S.; Biggs, N.; Frisby, S. 2011. Plantas vasculares da região do Parque Estadual Cristalino, norte do Mato Grosso, Brasil. *Acta Amazonica* 41: 29-38.

Anexo: Lista de Angiospermas da Reserva Natural Vale: hábito (Arv, arbóreo; Arb, arbustivo; Trep-Li, trepadeira ou liana; Herb, herbáceo), fisionomia de registro (T, Tabuleiro; M, Muçununga; U, Nativo; V, Várzea), síndrome de polinização (anemofilia, ornitofilia, quiropterofilia, entomofilia), frutificação (C, fruto carnoso; S, fruto seco), dispersão (abiótica ou biótica), sistema sexual (H, hermafrodita; M, monóica; D, dióica) e status de conservação (1: presente na lista de ameaçadas estadual, 2: presente no livro vermelho de plantas do Brasil e 3: planta rara).

Família	Espécie	Hábito	Fisionomia	Polinização	Fruto	Dispersão	Sist. Sexual	Status
Acanthaceae	<i>Aphelandra spirito-santensis</i> Profice & Wassh.	Herb	T	Ento	S	Abio	H	1, 2, 3
	<i>Aphelandra harleyi</i> Wassh.	Arb	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Aphelandra longiflora</i> (Lindl.) Profice	Herb	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Chamaeranthemum beyrichii</i> Nees	Herb	T,U	Ento	S	Abio	H	1
	<i>Herpetacanthus</i> sp. nov. (D.A.Folli 4408)	Herb	T					
	<i>Justicia cydoniifolia</i> (Nees) Lindau	Trep-Li	T,U	Ento	S	Abio	H	1
	<i>Justicia genuflexa</i> Nees & Mart.	Herb	T	Ento	S	Abio	H	1, 2
	<i>Justicia symphyantha</i> (Nees ex Mart.) Lindau	Herb	T	Ento	S	Abio	H	1
	<i>Justicia wasshauseniana</i> Profice	Arb	T,U	Ento	S	Abio	H	1
	<i>Lepidagathis nemoralis</i> (Mart. ex Nees) Kameyama	Herb	T					
	<i>Mendoncia velloziana</i> Mart.	Trep-Li	T	Ento, Ornit	S	Abio	H	
	<i>Ruellia bulbifera</i> Lindau	Herb	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Ruellia curviflora</i> Nees & Mart.	Herb	T,V	Ento	S	Abio	H	1
	<i>Ruellia furcata</i> (Nees) Lindau	Herb	T,U					
<i>Ruellia rosea</i> (Nees) Hemsf.	Herb	T	Ento	S	Abio	H	1	
<i>Ruellia solitaria</i> Vell.	Herb	T,U	Ento	S	Abio	H		
<i>Thyracanthus ramosus</i> (Nees) A.L.A. Cortes & Rapini	Trep-Li	T	Ento, Quirop	C	Bio	M		
<i>Carpotroche brasiliensis</i> (Raddi) A Gray	Arv	T						
<i>Helanthium bolivianum</i> (Rusby) Lehtonen & Myllys	Herb	V	Ento	S	Abio	H		
<i>Hydrocleys nymphoides</i> (Willd.) Buchenau	Herb	V	Ento	C	Bio	H		
<i>Limnocharis flava</i> (L.) Buchenau	Herb	V	Ento	S	Abio	H		
<i>Sagittaria lancifolia</i> L.	Herb	T,V	Ento	S	Abio	M	2	
<i>Alternanthera brasiliana</i> (L.) Kuntze	Herb	T,U	Ento	S	Abio	H		
<i>Alternanthera sessilis</i> (L.) R.Br.	Herb	T	Ento	S	Abio	H		
<i>Gomphrena perennis</i> L.	Herb	N	Ento	S	Abio	H		
<i>Hebanthe eriantha</i> (Poir.) Pedersen	Trep-Li	T,U						
<i>Hippeastrum reticulatum</i> Herb.	Herb	T,U	Ento	S	Abio	H		
<i>Astronium concinnum</i> Schott	Arv	T	Ento	C	Bio	D		
<i>Astronium graveolens</i> Jacq.	Arv	T	Ento	C	Bio	D		
<i>Schinus terebinthifolius</i> Raddi	Arv	U	Ento	C	Bio	D		
<i>Spondias macrocarpa</i> Engl.	Arv	T,U	Ento	C	Bio	D		
<i>Spondias venulosa</i> (Engl.) Engl.	Arv	T	Ento	C	Bio	D		
<i>Tapirira guianensis</i> Aubl.	Arv	T,U,N	Ento	C	Bio	D		

Família	Espécie	Hábito	Fisionomia	Polinização	Fruto	Dispersão	Sist. Sexual	Status
Annonaceae	<i>Thyrsodium spruceanum</i> Benth.	Arv	T	Ento	C	Bio	D	
	<i>Anaxagorea dolichocarpa</i> Sprague & Sandwith	Arv	T,V	Ento	C	Bio	H	
	<i>Annona acutiflora</i> Mart.	Arv	T,U	Ento	C	Bio	H	
	<i>Annona cocans</i> Warm.	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Annona dolabripetala</i> Raddi	Arv	T,N	Ento	C	Bio	H	
	<i>Annona glabra</i> L.	Arv	T,V	Ento	C	Bio	H	
	<i>Annona tabuleirae</i> H. Rainer	Arb	T					
	<i>Cymbopetalum brasiliense</i> (Vell.) Benth. ex Baill.	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Duguetia chrysocarpa</i> Maas	Arv	T,V	Ento	C	Bio	H	
	<i>Duguetia sessilis</i> (Vell.) Maas	Arb	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Duguetia sooretamae</i> Maas	Arv	U	Ento	C	Bio	H	1, 2
	<i>Ephedranthus dimerus</i> J.C. Lopes, Chatrou & Mello-Silva	Arv	T					
	<i>Guatteria australis</i> A. St.-Hil.	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Guatteria ferruginea</i> A. St.-Hil.	Arv	T,V	Ento	C	Bio	H	
	<i>Guatteria sellowiana</i> Schldl.	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Guatteria villosissima</i> A. St.-Hil.	Arv	T,U,N	Ento	C	Bio	H	
	<i>Hornsuchia bryotrophe</i> Nees	Arb	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Hornsuchia citriodora</i> D.M. Johnson	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Hornsuchia myrtilus</i> Nees	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Oxandra martiana</i> (Schldl.) R. E. Fr.	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Oxandra nitida</i> R. E. Fr.	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Oxandra unibracteata</i> J.C. Lopes, Junikka & Mello-Silva	Arv	T					
	<i>Pseudoxandra spiritus-sancti</i> Maas	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
<i>Unonopsis aurantiaca</i> Maas & Westra	Arv	U	Ento	C	Bio	H		
<i>Unonopsis renatoi</i> Maas & Westra	Arv	T	Ento	C	Bio	H		
<i>Xylopia frutescens</i> Aubl.	Arv	T,U	Ento	C	Bio	H		
<i>Xylopia laevigata</i> (Mart.) R. E. Fr.	Arv	T,U,N	Ento	C	Bio	H		
<i>Xylopia ochrantha</i> Mart.	Arv	T	Ento	C	Bio	H		
<i>Asclepias curassavica</i> L.	Arb	T	Ento	S	Abio	H		
<i>Aspidosperma cylindrocarpon</i> Müll. Arg.	Arv	T	Ento	S	Abio	H		
<i>Aspidosperma desmanthum</i> Benth. ex Müll. Arg.	Arv	T	Ento	S	Abio	H		
<i>Aspidosperma discolor</i> A. DC.	Arv	T,U	Ento	S	Abio	H		
<i>Aspidosperma illustre</i> (Vell.) Kuhl. & Pirajá	Arv	T	Ento	S	Abio	H		
<i>Aspidosperma parvifolium</i> A. DC.	Arv	T	Ento	S	Abio	H		
<i>Aspidosperma pyricollum</i> Müll. Arg.	Arv	T,U	Ento	S	Abio	H		
<i>Blepharodon pictum</i> (Vahl) W.D. Stevens	Herb	T,V	Ento	S	Abio	H		
<i>Condylocarpon glabrum</i> Müll. Arg.	trep-Li	T	Ento	S	Abio	H		

Família	Espécie	Hábito	Fisionomia	Polinização	Fruto	Dispersão	Sist. Sexual	Status
	<i>Condylocarpon intermedium</i> Müll. Arg.	trep-Li	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Condylocarpon intermedium</i> Müll. Arg. subsp. <i>intermedium</i>	trep-Li	T,V	Ento	S	Abio	H	
	<i>Condylocarpon isthmicum</i> (Vell.) A.DC.	trep-Li	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Ditassa nitida</i> Decne.	Herb	N	Ento	S	Abio	H	
	<i>Forsteronia leptocarpa</i> (Hook. & Arn.) A.DC.	Herb	T,U,V	Ento	S	Abio	H	
	<i>Forsteronia montana</i> Müll. Arg.	trep-Li	T,U	Ento	S	Abio	H	
	<i>Forsteronia pilosa</i> (Vell.) Müll. Arg.	Herb	U	Ento	S	Abio	H	
	<i>Forsteronia refracta</i> Müll. Arg.	trep-Li	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Forsteronia thyrsoides</i> (Vell.) Müll. Arg.	Herb	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Geissospermum laeve</i> (Vell.) Miers	Arv	T,N	Ento	S	Abio	H	
	<i>Himatanthus bracteatus</i> (A. DC.) Woodson	Arv	T,U,N	Ento	S	Abio	H	
	<i>Jobinia lindbergii</i> E.Fourn.	Herb	V					
	<i>Lacmellea pauciflora</i> (Kuhl.) Markgr.	Arv	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Macoubea guianensis</i> Aubl.	Arv	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Macroditassa laurifolia</i> (Decne.) Fontella	trep-Li	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Mandevilla funiformis</i> (Vell.) K.Schum.	trep-Li	U,V	Ento	S	Abio	H	
	<i>Mandevilla hirsuta</i> (A.Rich.) K.Schum.	trep-Li	T,V	Ento	S	Abio	H	
	<i>Marsdenia amorimii</i> Morillo	trep-Li	N	Ento	S	Abio	H	
	<i>Marsdenia dorothyae</i> Fontella & Morillo	trep-Li	N					
	<i>Marsdenia fontellana</i> Morillo & Carnevali	trep-Li	T					
	<i>Marsdenia lauretiana</i> Woodson	trep-Li	N					
	<i>Marsdenia macrophylla</i> (Humb. & Bonpl. ex Schult.) E.Fourn.	trep-Li	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Metalepis cubensis</i> (A. Rich.) Griseb.	trep-Li	T					
	<i>Odontadenia lutea</i> (Vell.) Markgr.	trep-Li	T					
	<i>Orthosia congesta</i> Decne.	trep-Li	T,U	Ento	S	Abio	H	
	<i>Orthosia loandensis</i> Fontella & Valente	trep-Li	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Oxypetalum alpinum</i> (Vell.) Fontella & E.A.Schwarz	trep-Li	T,V	Ento	S	Abio	H	
	<i>Oxypetalum banksii</i> R.Br. ex Schult	trep-Li	T					
	<i>Peplonia asteria</i> (Vell.) Fontella & E.A.Schwarz	trep-Li	T,N	Ento	S	Abio	H	
	<i>Peplonia axillaris</i> (Vell.) Fontella & Rapini	trep-Li	T,N,V	Ento	S	Abio	H	
	<i>Prestonia calycina</i> Müll. Arg.	trep-Li	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Prestonia coalita</i> (Vell.) Woodson	trep-Li	T,U	Ento	S	Abio	H	
	<i>Rauvolfia capixabae</i> I.Koch & Kin.-Gouv.	Arv	T,U	Ento	C	Bio	H	
	<i>Rhabdadenia madida</i> (Vell.) Miers	Herb	V	Ento	S	Abio	H	
	<i>Skytanthus hancornifolius</i> (A.DC.) Miers	trep-Li	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Tabernaemontana flavicans</i> Willd. ex Roem. & Schult.	Arv	T,U	Ento	C	Bio	H	
	<i>Tabernaemontana heterophylla</i> Vahl	Arb	T	Ento	C	Bio	H	

Família	Espécie	Hábito	Fisionomia	Polinização	Fruto	Dispersão	Sist. Sexual	Status
Aquifoliaceae	<i>Tabernaemontana hystrix</i> Steud.	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Tabernaemontana salzmanni</i> A.DC.	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Tassadia obovata</i> Decne.	trep-Li	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Tassadia propinqua</i> Decne.	trep-Li	T,N,V	Ento	S	Abio	H	
	<i>Temnadenia odorifera</i> (Vell.) J.F.Morales	trep-Li	T,U					
	<i>Ilex dumosa</i> Reissek	Arb	T,N,V					
	<i>Ilex floribunda</i> Reissek ex Maxim.	Arv	T,U,V				D	
	<i>Ilex theezans</i> Mart. ex Reissek	Arv	T,N	Ento	C	Bio	D	
	<i>Anthurium ianthinopodium</i> (Schott ex Engl.) Nadrusz & Mayo	Herb	T,U	Ento	C	Bio	H	1
	<i>Anthurium intermedium</i> Kunth	Herb	T,U	Ento	C	Bio	H	
Araceae	<i>Anthurium parasiticum</i> (Vell.) Stellfeld	Herb	U					
	<i>Anthurium pentaphyllum</i> (Aubl.) G.Don var. <i>pentaphyllum</i>	Herb	T,U	Ento	C	Bio	H	
	<i>Anthurium queirozianum</i> Nadrusz	Herb	U	Ento	C	Bio	H	
	<i>Anthurium radicans</i> K.Koch & Haage	Herb	T,U	Ento	C	Bio	H	
	<i>Anthurium raimundii</i> Mayo, Haigh & Nadrusz	Herb	T,U,N	Ento	C	Bio	H	
	<i>Anthurium ribeiri</i> Nadrusz	Herb	U,N	Ento	C	Bio	H	
	<i>Anthurium riococense</i> Nadrusz	Herb	T					
	<i>Anthurium scandens</i> (Aubl.) Engl. subsp. <i>scandens</i>	Herb	T,U	Ento	C	Bio	H	
	<i>Anthurium siqueirae</i> Nadrusz	Herb	U	Ento	C	Bio	H	
	<i>Anthurium solitarium</i> Schott	Herb	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Anthurium zeneidae</i> Nadrusz	Herb	U	Ento	C	Bio	H	
	<i>Asterostigma lombardii</i> E.G. Gonçalves	Herb	T					1
	<i>Dracontioides desciscens</i> (Schott) Engl.	Herb	T,U,V					1
	<i>Heteropsis rigidifolia</i> Engl.	Herb	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Heteropsis salicifolia</i> Kunth	Herb	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Lemna aequinoctialis</i> Welw.	Herb	V					
	<i>Monstera adansonii</i> var. <i>klotzschiana</i> (Schott) Madison	Herb	T,U					
	<i>Monstera praetermissa</i> E.G. Gonçalves & Temponi	Herb	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Montrichardia linifera</i> (Arruda) Schott	Herb	T,V	Ento	C	Bio	H	
	<i>Philodendron blanchetianum</i> Schott	Herb	U	Ento	C	Bio	M	
<i>Philodendron foliili</i> Nadrusz	Herb	T,U	Ento	C	Bio	M		
<i>Philodendron fragrantissimum</i> (Hook.) G.Don	Herb	T,U	Ento	C	Bio	M		
<i>Philodendron hederaceum</i> (Jacq.) Schott var. <i>hederaceum</i>	Herb	T,U	Ento	C	Bio	M		
<i>Philodendron oblongum</i> (Vell.) Kunth	Herb	T,V	Ento	C	Bio	M		
<i>Philodendron ornatum</i> Schott	Herb	T,V	Ento	C	Bio	M		
<i>Philodendron paludicola</i> E.G. Gonçalves & Salviani	Herb	V	Ento	C	Bio	M		
<i>Philodendron pedatum</i> (Hook.) Kunth	Herb	T,U	Ento	C	Bio	M		

Família	Espécie	Hábito	Fisionomia	Polinização	Fruto	Dispersão	Sist. Sexual	Status
	<i>Philodendron rudgeanum</i> Schott	Herb	T,V	Ento	C	Bio	M	
	<i>Philodendron ruthianum</i> Nadrus	Herb	U,V	Ento	C	Bio	M	
	<i>Philodendron speciosum</i> Schott ex Endl.	Herb	T	Ento	C	Bio	M	
	<i>Philodendron stenolobum</i> E.G.Gonçalves	Herb	T,U	Ento	C	Bio	M	
	<i>Philodendron variegatense</i> Sakur.	Herb	U					
	<i>Rhodospata latifolia</i> Poepp.	Herb	T,V					
	<i>Syngonium vellozianum</i> Schott	Herb	T,U					
	<i>Wolffia brasiliensis</i> Wedd.	Herb	V					
Araliaceae	<i>Dendropanax brasiliensis</i> (Seem.) Frodin	Arv	T,U	Ento	C	Bio	H	
	<i>Hydrocotyle leucocephala</i> Cham. & Schtdl.	Herb	T,V					
	<i>Schefflera morototoni</i> (Aubl.) Maguire et al.	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Schefflera selloi</i> (Marchal) Frodin & Fiaschi	Arv	U,N	Ento	C	Bio	H	
Areaceae	<i>Allagoptera arenaria</i> (Gomes) Kuntze	palm	T,N	Ento	C	Bio	M	
	<i>Allagoptera caudescens</i> (Mart.) Kuntze	palm	T,U,N					
	<i>Astrocaryum aculeatissimum</i> (Schott) Burret	palm	T	Ento	C	Bio	M	
	<i>Attalea humilis</i> Mart.	palm	T,U	Ento	C	Bio	M	
	<i>Bactris acanthocarpa</i> Mart. var. <i>acanthocarpa</i>	palm	T					
	<i>Bactris bahiensis</i> Noblick ex A.J.Hend.	palm	T,U	Ento	C	Bio	M	
	<i>Bactris caryotifolia</i> Mart.	palm	T	Ento	C	Bio	M	1
	<i>Bactris ferruginea</i> Burret	palm	T	Ento	C	Bio	M	
	<i>Bactris glassmanii</i> Med. - Costa & Noblick ex A.J.Hend.	palm	T	Ento	C	Bio	M	
	<i>Bactris hirta</i> Mart.	palm	T,V	Ento	C	Bio	M	1
	<i>Bactris pickelii</i> Burret	palm	T	Ento	C	Bio	M	
	<i>Bactris setosa</i> Mart.	palm	T	Ento	C	Bio	M	
	<i>Bactris vulgaris</i> Barb. Rodr.	palm	T,U,N	Ento	C	Bio	M	
	<i>Desmancus orthacanthos</i> Mart.	palm	T,U,N	Ento	C	Bio	M	
	<i>Euterpe edulis</i> Mart.	palm	T,N,V	Ento	C	Bio	M	1, 2
	<i>Geonoma elegans</i> Mart.	palm	T,U	Ento	C	Bio	M	
	<i>Geonoma pauciflora</i> Mart.	palm	T	Ento	C	Bio	M	
	<i>Geonoma pohliana</i> subsp. <i>linhagensis</i> Henderson	palm	T					
	<i>Geonoma rodeiensis</i> Barb. Rodr.	palm	T	Ento	C	Bio	M	
	<i>Geonoma schottiana</i> Mart.	palm	T	Ento	C	Bio	M	
	<i>Syagrus botryophora</i> (Mart.) Mart.	palm	T	Ento, Anemo	C	Bio	M	1
Aristolochiaceae	<i>Aristolochia cymbifera</i> Mart. & Zucc.	Herb	T,V	Ento	S	Abio	H	
	<i>Aristolochia pubescens</i> Willd.	Herb	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Aristolochia subglobosa</i> J. Freitas, Lúrio & F. Gonzales	trep-Li	T					
	<i>Aristolochia zebrina</i> J. Freitas & F. González	trep-Li	U,N					

Família	Espécie	Hábito	Fisionomia	Polinização	Fruto	Dispersão	Sist. Sexual	Status
Asparagaceae	<i>Herreria glaziovii</i> Lecomte	trep-Li	T,U	Ento, Quirop	C	Bio	H	
Asteraceae	<i>Acanthospermum australe</i> (Loefl.) Kuntze	Herb	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Acanthospermum hispidum</i> DC.	Herb	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Achyrocline satureioides</i> (Lam.) DC.	Herb	U,N,V	Ento	S	Abio	H	
	<i>Austroepatorium inulaefolium</i> (Kunth) R.M.King & H.Rob.	Arb	U					
	<i>Baccharis calvescens</i> DC.	Arb	T					
	<i>Baccharis oblongifolia</i> (Ruiz & Pav.) Pers.	Arb	N	Ento	S	Abio	H	
	<i>Baccharis reticularia</i> DC.	Arb	T,N	Ento	S	Abio	H	
	<i>Baccharis sagittalis</i> (Less.) DC.	Herb	T,V	Ento	S	Abio	H	
	<i>Baccharis serrulata</i> (Lam.) Pers.	Arb	T,U,N					
	<i>Baccharis singularis</i> (Vell.) G.M.Barroso	Arb	T,N,V					
	<i>Baccharis trinervis</i> Pers.	trep-Li	T,U	Ento	S	Abio	H	
	<i>Barrosoa betonicaeformis</i> (DC.) R.M.King & H.Rob.	Herb	V	Ento	S	Abio	H	
	<i>Bidens cynapiifolia</i> Kunth	Herb	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Blainvillea dichotoma</i> (Murray) Stewart	Herb	T					
	<i>Centratherum punctatum</i> Cass.	Herb	T					
	<i>Chaptalia integerrima</i> (Vell.) Burkart	Herb	T					
	<i>Chaptalia nutans</i> (L.) Pol.	Herb	T					
	<i>Chromolaena maximiliani</i> (Schrad. ex DC.) R.M.King & H.Rob.	Arb	T,U	Ento	S	Abio	H	
	<i>Chromolaena squallida</i> (DC.) R.M.King & H.Rob.	Arb	N	Ento	S	Abio	H	
	<i>Conocliniopsis prasiifolia</i> (DC.) R.M.King & H.Rob.	Herb	T					1
	<i>Conyza canadensis</i> (L.) Cronquist	Herb	U					
	<i>Cyanthillium cinereum</i> (L.) H.Rob.	Herb	T					
	<i>Cyrtocymura scorpioides</i> (Lam.) H.Rob.	Arb	T,U,N					
	<i>Dasycondylus resinosus</i> (Spreng.) R.M.King & H.Rob.	Herb	T,U					1
	<i>Dasyphyllum brasiliense</i> (Spreng.) Cabrera	Herb	T					
	<i>Delilia biflora</i> (L.) Kuntze	Herb	T					
	<i>Eclipta prostrata</i> (L.) L.	Herb	T					
	<i>Elephantopus mollis</i> Kunth	Herb	T					
	<i>Emilia fosbergii</i> Nicolson	Herb	T,U					
	<i>Erydra sessilis</i> (Sw.) DC.	Herb	T,V					
	<i>Erechtites hieracifolius</i> (L.) Raf. ex DC.	Herb	V					
	<i>Erechtites valerianifolius</i> (Wolf) DC.	Herb	T,N					
	<i>Ethulia conyzoides</i> L.f.	Herb	V					
	<i>Fleischmannia remotifolia</i> (DC.) R.M.King & H.Rob.	Herb	V					1
	<i>Gamochoeta americana</i> (Mill.) Wedd.	Herb	T					
	<i>Hebeclinium macrophyllum</i> (L.) DC.	Herb	T					

Família	Espécie	Hábito	Fisionomia	Polinização	Fruto	Dispersão	Sist. Sexual	Status
	<i>Heterocondylus vitalbae</i> (DC.) R.M.King & H.Rob.	Herb	T					
	<i>Lepidaploa araripensis</i> (Gardner) H.Rob.	Arb	T,U,N					1
	<i>Lepidaploa cotoneaster</i> (Willd. ex Spreng.) H.Rob.	Arb	N					
	<i>Lepidaploa coultonioides</i> (H.Rob.) H.Rob.	Arb	V					
	<i>Lepidaploa persericea</i> (H.Rob.) H.Rob.	Arb	N					
	<i>Lepidaploa rufogrisea</i> (A.St.-Hil.) H.Rob.	Arb	U,N					
	<i>Lepidaploa sororia</i> (DC.) H.Rob.	Arb	N					
	<i>Mikania belemii</i> R.M.King & H.Rob.	trep-Li	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Mikania cordifolia</i> (L.f.) Willd.	trep-Li	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Mikania diversifolia</i> DC.	trep-Li	T,N	Ento	S	Abio	H	
	<i>Mikania micrantha</i> Kunth	trep-Li	V	Ento	S	Abio	H	
	<i>Mikania nigricans</i> Gardner	trep-Li	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Mikania ternata</i> (Vell.) B.L. Rob.	trep-Li	T	Ento	S	Abio	H	1
	<i>Mikania vitifolia</i> DC.	trep-Li	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Moquiastrium blanchetianum</i> (DC.) G. Sancho	Arb	N					
	<i>Orthopappus angustifolius</i> (Sw.) Gleason	Herb	T,V					
	<i>Piptocarpha lundiana</i> (Less.) Baker	trep-Li	T,U					
	<i>Piptocarpha ramiflora</i> (Spreng.) Baker	trep-Li	T					
	<i>Platypodanthera melissifolia</i> (DC.) R.M.King & H.Rob.	Herb	T					
	<i>Plucheia sagittalis</i> (Lam.) Cabrera	Herb	T,U,V	Ento	S	Abio	H	
	<i>Porophyllum ruderale</i> (Jacq.) Cass.	Herb	T					
	<i>Praxelis clematidea</i> (Griseb.) R.M.King & H.Rob.	Herb	T,U					
	<i>Pterocaulon alopecuroides</i> (Lam.) DC.	Herb	U					
	<i>Sonchus oleraceus</i> L.	Herb	T					
	<i>Stiffia hatschbachii</i> H.Rob.	trep-Li	T					
	<i>Symphopappus reticulatus</i> Baker	Arb	N					
	<i>Synedrella nodiflora</i> (L.) Gaertn.	Herb	T,V					
	<i>Trichogoniopsis adenantha</i> (DC.) R.M.King & H.Rob.	Arb	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Triadax procumbens</i> L.	Herb	T					
	<i>Trixis antimenorrhoea</i> (Schrank) Kuntze	Herb	T,U	Ento	S	Abio	H	
	<i>Vernonanthura brasiliiana</i> (L.) H.Rob.	Arv	T					
	<i>Vernonanthura divaricata</i> (Spreng.) H.Rob.	Arv	T					
	<i>Vernonanthura polyanthes</i> (Spreng.) A.J. Vega & M. Dematteis	Arb	T	Ento	S	Abio	H	
Begoniaceae	<i>Begonia convolvulacea</i> (Klotzsch) A. DC.	Herb	U,V	Ento	S	Abio	M	
	<i>Begonia fischeri</i> Schrank	Herb	T,N,V	Ento	S	Abio	M	
	<i>Begonia jaguarensis</i> L. Kollmann, R. S. Lopes & Peixoto	Herb	T	Ento	S	Abio	M	
Bignoniaceae	<i>Adenocalymma aurantiacum</i> Udulutsch & Assis	trep-Li	T	Ento, Quirop, ornito	S	Abio	H	

Família	Espécie	Hábito	Fisionomia	Polinização	Fruto	Dispersão	Sist. Sexual	Status
	<i>Adenocalymma bracteatum</i> (Cham.) DC.	trep-Li	T,U					
	<i>Adenocalymma coriaceum</i> A.DC.	trep-Li	T	Ento, Quirop, ornito	S	Abio	H	
	<i>Adenocalymma cymbalum</i> (Cham.) Bureau & K.Schum.	trep-Li	T,U	Ento, Quirop, ornito	S	Abio	H	
	<i>Adenocalymma divaricatum</i> Miers	trep-Li	T	Ento, Quirop, ornito	S	Abio	H	
	<i>Adenocalymma hirtum</i> (Mart. ex DC.) Bureau & K.Schum.	trep-Li	T					
	<i>Adenocalymma hypostictum</i> Bureau & K.Schum.	trep-Li	T					
	<i>Adenocalymma marginatum</i> (Cham.) DC.	trep-Li	T	Ento, Quirop, ornito	S	Abio	H	
	<i>Adenocalymma validum</i> (K.Schum.) L.G.Lohmann	trep-Li	T	Ento, Quirop, ornito	S	Abio	H	
	<i>Amphilophium baehnioides</i> (Bureau ex Baill.) L.G.Lohmann	trep-Li	T					
	<i>Amphilophium crucigerum</i> (L.) L.G.Lohmann	trep-Li	T	Ento, Quirop, ornito	S	Abio	H	
	<i>Amphilophium frutescens</i> (DC.) L.G.Lohmann	trep-Li	V	Ento, Quirop, ornito	S	Abio	H	
	<i>Anemopaegma chamberlaynii</i> (Sims) Bureau & K.Schum.	trep-Li	T,U,N	Ento, Quirop, ornito	S	Abio	H	
	<i>Anemopaegma setilobum</i> A.H.Gentry	trep-Li	T	Ento, Quirop, ornito	S	Abio	H	
	<i>Bignonia corymbosa</i> (Vent.) L.G.Lohmann	trep-Li	T,U,N,V	Ento, Quirop, ornito	S	Abio	H	
	<i>Bignonia prieurii</i> DC.	trep-Li	T	Ento, Quirop, ornito	S	Abio	H	
	<i>Bignonia sciuripabulum</i> (K.Schum.) L.G.Lohmann	trep-Li	T	Ento, Quirop, ornito	S	Abio	H	
	<i>Callichlamys latifolia</i> (Rich.) K.Schum.	trep-Li	T,U	Ento, Quirop, ornito	S	Abio	H	
	<i>Cuspidaria lasiantha</i> (Bureau & K. Schum.) L.G. Lohmann	trep-Li	T	Ento, Quirop, ornito	S	Abio	H	
	<i>Cybastax antisiphilitica</i> (Mart.) Mart.	Arv	T	Ento, Quirop, ornito	S	Abio	H	
	<i>Dolichandra quadrivalvis</i> (Jacq.) L.G.Lohmann	trep-Li	T	Ento, Quirop, ornito	S	Abio	H	
	<i>Dolichandra unguiculata</i> (Vell.) L.G.Lohmann	trep-Li	T	Ento, Quirop, ornito	S	Abio	H	
	<i>Dolichandra unguis-cati</i> (L.) L.G.Lohmann	trep-Li	T	Ento, Quirop, ornito	S	Abio	H	
	<i>Fridericia chica</i> (Bonpl.) L.G.Lohmann	trep-Li	T	Ento, Quirop, ornito	S	Abio	H	
	<i>Fridericia conjugata</i> (Vell.) L.G.Lohmann	trep-Li	T,U	Ento, Quirop, ornito	S	Abio	H	
	<i>Fridericia rego</i> (Vell.) L.G.Lohmann	trep-Li	T,U	Ento, Quirop, ornito	S	Abio	H	
	<i>Fridericia samyoides</i> (Cham.) L.G.Lohmann	trep-Li	T	Ento, Quirop, ornito	S	Abio	H	
	<i>Fridericia subincana</i> (Mart.) L.G.Lohmann	trep-Li	T	Ento, Quirop, ornito	S	Abio	H	
	<i>Handroanthus</i> aff. <i>chrysotrichus</i> (Mart. ex DC.) Mattos	Arv	T,U	Ento, Quirop, ornito	S	Abio	H	
	<i>Handroanthus arianeae</i> (A.H.Gentry) S.Grose	Arv	T	Ento, Quirop, ornito	S	Abio	H	1, 2, 3
	<i>Handroanthus bureavii</i> (Sandwith) S.Grose	Arv	T,V	Ento, Quirop, ornito	S	Abio	H	
	<i>Handroanthus cristatus</i> (A.H.Gentry) S.Grose	Arv	T	Ento, Quirop, ornito	S	Abio	H	1, 3
	<i>Handroanthus heptaphyllus</i> (Vell.) Mattos	Arv	T	Ento, Quirop, ornito	S	Abio	H	
	<i>Handroanthus riococensis</i> (A.H.Gentry) S.Grose	Arv	T	Ento, Quirop, ornito	S	Abio	H	1, 2
	<i>Handroanthus serratifolius</i> (Vahl) S.Grose	Arv	T,U	Ento, Quirop, ornito	S	Abio	H	
	<i>Jacaranda obovata</i> Cham.	Arb	U,N	Ento, Quirop, ornito	S	Abio	H	
	<i>Jacaranda puberula</i> Cham.	Arv	T,V	Ento, Quirop, ornito	S	Abio	H	
	<i>Lundia longa</i> (Vell.) DC.	trep-Li	T,U,N	Ento, Quirop, ornito	S	Abio	H	

Família	Espécie	Hábito	Fisionomia	Polinização	Fruto	Dispersão	Sist. Sexual	Status
	<i>Lundia virginalis</i> DC.	trep-Li	T	Ento, Quirop, ornito	S	Abio	H	
	<i>Mansoa difficilis</i> (Cham.) Bureau & K.Schum.	trep-Li	T	Ento, Quirop, ornito	S	Abio	H	
	<i>Mansoa hymenaea</i> (DC.) A.H.Gentry	trep-Li	T	Ento, Quirop, ornito	S	Abio	H	
	<i>Mansoa lanceolata</i> (DC.) A.H.Gentry	trep-Li	T	Ento, Quirop, ornito	S	Abio	H	
	<i>Mansoa onahualcooides</i> A.H.Gentry	trep-Li	T	Ento, Quirop, ornito	S	Abio	H	
	<i>Martinella insignis</i> A.H.Gentry ex Zuntini & L.G.Lohmann	trep-Li	T					
	<i>Nejobertia</i> aff. <i>mirabilis</i> (Sandwith) L.G.Lohmann	trep-Li	T					1, 2
	<i>Paratecoma peroba</i> (Record) Kuhl.	Arv	T	Ento, Quirop, ornito	S	Abio	H	
	<i>Pleomatoma albiflora</i> (Salzm. ex DC.) A.H.Gentry	trep-Li	T					
	<i>Pleomatoma stichadenia</i> K.Schum.	trep-Li	T					
	<i>Pyrostegia venusta</i> (Ker Gawl.) Miers	trep-Li	T	Ento, Quirop, ornito	S	Abio	H	
	<i>Sparattosperma leucanthum</i> (Vell.) K.Schum.	Arv	T,U	Ento, Quirop, ornito	S	Abio	H	
	<i>Stizophyllum riparium</i> (Kunth) Sandwith	trep-Li	T	Ento, Quirop, ornito	S	Abio	H	
	<i>Tabebuia cassinooides</i> (Lam.) DC.	Arv	T,V	Ento, Quirop, ornito	S	Abio	H	2
	<i>Tabebuia elliptica</i> (DC.) Sandwith	Arv	U,N	Ento, Quirop, ornito	S	Abio	H	
	<i>Tabebuia obtusifolia</i> (Cham.) Bureau	Arv	T	Ento, Quirop, ornito	S	Abio	H	
	<i>Tabebuia roseoalba</i> (Ridl.) Sandwith	Arv	T	Ento, Quirop, ornito	S	Abio	H	
	<i>Tabebuia stenocalyx</i> Sprague & Stapf	Arv	T,N,V	Ento, Quirop, ornito	S	Abio	H	
	<i>Tanaecium selloi</i> (Spreng.) L.G.Lohmann	trep-Li	T	Ento, Quirop, ornito	S	Abio	H	
	<i>Tynanthus cognatus</i> (Cham.) Miers	trep-Li	T,U	Ento, Quirop, ornito	S	Abio	H	
	<i>Tynanthus spiritosantensis</i> M.C. Medeiros & L.G. Lohmann	trep-Li	T	Ento, Quirop, ornito	S	Abio	H	
	<i>Xylophragma harleyi</i> (A.Gentry ex M.M.Silva & L.P.Queiroz) L.G.Lohmann	trep-Li	T	Ento, Quirop, ornito	S	Abio	H	
	<i>Xylophragma myrianthum</i> (Cham. ex Steud.) Sprague	trep-Li	T	Ento, Quirop, ornito	S	Abio	H	
	<i>Zeyheria tuberculosa</i> (Vell.) Bureau ex Verl.	Arv	T	Ento, Quirop, ornito	S	Abio	H	2
Bixaceae	<i>Bixa arborea</i> Huber	Arv	T,U	Ento, Quirop	C	Bio	H	1
Bonnetiaceae	<i>Bonnetia stricta</i> (Nees) Nees & Mart.	Arv	T,N,V	Ento	S	Abio	H	
Boraginaceae	<i>Cordia acutifolia</i> Fresen.	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Cordia ecalyculata</i> Vell.	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Cordia glabrifolia</i> M.Stapf	Arv	T,U					
	<i>Cordia hatschbachii</i> J.S.Mill.	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Cordia lomataloba</i> I.M.Johnst.	Arv	T,U	Ento	C	Bio	H	
	<i>Cordia magnoliifolia</i> Cham.	Arv	T,U	Ento	C	Bio	H	
	<i>Cordia taguayensis</i> Vell.	Arv	T,U	Ento	C	Bio	H	
	<i>Cordia trichoclada</i> DC.	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Cordia trichotoma</i> (Vell.) Arráb. ex Steud.	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Heliotropium</i> sp.	trep-Li	T	Ento	C	Bio	H	

Família	Espécie	Hábito	Fisionomia	Polinização	Fruto	Dispersão	Sist. Sexual	Status
	<i>Myriopus paniculatus</i> (Cham.) Feuillet	trep-Li	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Myriopus rubicundus</i> (Salzm. ex DC.) Luebert	trep-Li	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Tournefortia bicolor</i> Sw.	trep-Li	T,U	Ento	S	Abio	H	
	<i>Varronia curassavica</i> Jacq.	Arb	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Varronia polycephala</i> Lam.	Arb	T,N	Ento	C	Bio	H	
Bromeliaceae	<i>Acanthostachys strobilacea</i> (Schult. & Schult.f.) Klotzsch	Herb	U	Ento, Ornito	C	Bio	H	
	<i>Aechmea blanchetiana</i> (Baker) L.B.Sm.	Herb	T,U,V	Ornito	C	Bio	H	1
	<i>Aechmea floribunda</i> Mart. ex Schult. & Schult.f.	Herb	T	Ento, Ornito	C	Bio	H	
	<i>Aechmea lamarchei</i> Mez	Herb	T,U,N	Ento, Ornito	C	Bio	H	
	<i>Aechmea maasil</i> Gouda & W.Till	Herb	T,U	Ento, Ornito	C	Bio	H	
	<i>Aechmea nudicaulis</i> (L.) Griseb.	Herb	T,U	Ento, Ornito	C	Bio	H	1
	<i>Aechmea patentissima</i> (Mart. ex Schult. & Schult.f.) Baker	Herb	U,N	Ento, Ornito	C	Bio	H	
	<i>Aechmea saxicola</i> L.B.Sm.	Herb	U	Ornito	C	Bio	H	
	<i>Aechmea sucreana</i> Martinelli & C. Vieira	Herb	T,U	Ento, Ornito	C	Bio	H	
	<i>Aechmea warasii</i> E. Pereira	Herb	N	Ornito	C	Bio	H	
	<i>Billbergia euphemiae</i> E. Morren	Herb	T,U	Ento, Ornito	C	Bio	H	
	<i>Billbergia iridifolia</i> (Nees & Mart.) Lindl.	Herb	T,U	Ento, Ornito	C	Bio	H	
	<i>Bromelia laciniosa</i> Mart. ex Schult. & Schult.f.	Herb	U	Ornito	C	Bio	H	
	<i>Bromelia tubulosa</i> L.B.Sm.	Herb	T	Ento, Ornito	C	Bio	H	
	<i>Catopsis sessiliflora</i> (Ruiz & Pav.) Mez	Herb	N	Ento	S	Abio	H	
	<i>Cryptanthus beuckeri</i> E. Morren	Herb	U	Ento	C	Bio	M	1
	<i>Hohenbergia augusta</i> (Vell.) E. Morren	Herb	T,U	Ento	S	Abio	H	
	<i>Pseudananas sagenarius</i> (Arruda) Camargo	Herb	U	Ento, Ornito	C	Bio	H	
	<i>Quesnelia quesneliana</i> (Brongn.) L.B.Sm.	Herb	N	Ento, Ornito	C	Bio	H	
	<i>Tillandsia bulbosa</i> Hook.f.	Herb	U	Ento, Ornito	S	Abio	H	
	<i>Tillandsia gardneri</i> Lindl.	Herb	U,N	Ento, Ornito	S	Abio	H	
	<i>Tillandsia globosa</i> Wawra	Herb	T,U	Ento, Ornito	S	Abio	H	
	<i>Tillandsia stricta</i> Sol.	Herb	U,N	Ento, Ornito	S	Abio	H	
	<i>Tillandsia tenuifolia</i> L.	Herb	T,U	Ento, Ornito	S	Abio	H	
	<i>Tillandsia usneoides</i> (L.) L.	Herb	T,U	Ento, Ornito	S	Abio	H	
	<i>Vriesea ensiformis</i> (Vell.) Beer	Herb	U,V	Ento, Quirop, ornito	S	Abio	H	
	<i>Vriesea gigantea</i> Gaudich.	Herb	T	Ento, Quirop, ornito	S	Abio	H	
	<i>Vriesea longiscapa</i> Ule	Herb	N	Ento, Quirop, ornito	S	Abio	H	
	<i>Vriesea neoglutinoso</i> Mez	Herb	U,N	Ento, Ornito	S	Abio	H	1
	<i>Vriesea pauperrima</i> E. Pereira	Herb	T,U	Ento	S	Abio	H	1
	<i>Vriesea procera</i> (Mart. ex Schult. & Schult.f.) Wittm.	Herb	N	Ento, Quirop, ornito	S	Abio	H	
Burmanniaceae	<i>Apteria aphylla</i> (Nutt.) Barnhart ex Small	Herb	V	Ento	S	Abio	H	1

Família	Espécie	Hábito	Fisionomia	Polinização	Fruto	Dispersão	Sist. Sexual	Status
Burseraceae	<i>Burmannia capitata</i> (Walter ex J.F.Gmel.) Mart.	Herb	N		S	Abio	H	
	<i>Gymnosiphon divaricatus</i> (Benth.) Benth. & Hook.f.	Herb	T,U			Bio	D	
	<i>Crepidospermum atlanticum</i> Daly	Arv	T	Ento	C	Bio	D	
	<i>Protium aracouchini</i> (Aubl.) Marchand	Arv	T,U	Ento	C	Bio	D	
	<i>Protium brasiliense</i> (Spreng.) Engl.	Arv	T	Ento	C	Bio	D	
	<i>Protium glaziovii</i> Swart	Arv	T	Ento	C	Bio	D	
	<i>Protium heptaphyllum</i> (Aubl.) Marchand	Arv	T,U	Ento	C	Bio	D	
	<i>Protium heptaphyllum</i> (Aubl.) Marchand subsp. <i>heptaphyllum</i>	Arv	T,U					
	<i>Protium icariba</i> (DC.) Marchand var. <i>icariba</i>	Arv	U,N					
	<i>Protium warmingianum</i> Marchand	Arv	T	Ento	C	Bio	D	
Cabombaceae	<i>Protium widgrenii</i> Engl.	Arv	U	Ento	C	Bio	D	
	<i>Trattinnickia mensalis</i> Daly	Arv	T,U	Ento	C	Bio	D	1, 2
	<i>Cabomba aquatica</i> Aubl.	Herb	V	Ento			H	
	<i>Cabomba furcata</i> Schult. & Schult.f.	Herb	V	Ento			H	
	<i>Brasiliopuntia brasiliensis</i> (Willd.) A.Berger	Herb	U	Ento, Quirop	C	Bio	H	
	<i>Cereus fernambucensis</i> Lem.	Herb	N	Ento, Quirop	C	Bio	H	
	<i>Epiphyllum phyllanthus</i> (L.) Haw. subsp. <i>phyllanthus</i>	Herb	T,U,N					
	<i>Hylocereus setaceus</i> (Salm-Dyck) R.Bauer	Herb	T,U,N	Ento, Quirop	S	Abio	H	
	<i>Melocactus violaceus</i> Pfeiff.	Herb	N	Ento	C	Bio	H	1, 2
	<i>Pereskia aculeata</i> Mill.	Herb	T,U,N	Ento, Quirop	C	Bio	H	
Calophyllaceae	<i>Pilosocereus arrabidae</i> (Lem.) Byles & Rowley	Herb	U	Ento	C	Bio	H	
	<i>Rhipsalis elliptica</i> G.Lindb. ex K.Schum.	Herb	U	Ento	C	Bio	H	
	<i>Rhipsalis floccosa</i> Salm-Dyck ex Pfeiff.	Herb	U	Ento	C	Bio	H	
	<i>Rhipsalis lindbergiana</i> K.Schum.	Herb	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Rhipsalis paradoxa</i> (Salm-Dyck ex Pfeiff.) Salm-Dyck	Herb	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Calophyllum brasiliense</i> Cambess.	Arv	T,V	Ento	C	Bio	D	
	<i>Kielmeyera albopunctata</i> Saddi	Arv	T,U	Ento	S	Abio	H	
	<i>Kielmeyera membranacea</i> Casar.	Arv	U,N	Ento	S	Abio	H	
	<i>Kielmeyera ochioniana</i> Saddi	Arv	T	Ento	S	Abio	H	1, 2, 3
	<i>Centropogon cornutus</i> (L.) Druce	Herb	T,V	Quirop, Ornito	S	Abio	H	
Cannabaceae	<i>Labelia imperialis</i> E.Wimm.	Herb	V	Quirop, Ornito	S	Abio	H	
	<i>Celtis iguanaea</i> (Jacq.) Saig.	trep-Li	T	Anemo	S	Abio	D	
	<i>Celtis pubescens</i> (Kunth) Spreng.	Arb	T	Ento	C	Bio	D	
	<i>Trema micrantha</i> (L.) Blume	Arv	T,U,N	Anemo	S	Abio	D	
	<i>Cappariadastrum frondosum</i> (Jacq.) Cornejo & Iltis	Arb	U	Ento	C	Bio	H	
	<i>Grateva tapia</i> L.	Arv	T,U					
	<i>Cynophalla flexuosa</i> (L.) J.Presl	Arv	U					

Família	Espécie	Hábito	Fisionomia	Polinização	Fruto	Dispersão	Sist. Sexual	Status
	<i>Mesocarpis lineata</i> (Dombey ex Pers.) Cornejo & Iltis	Arv	T,U					
	<i>Monilicarpa brasiliiana</i> (Banks ex DC.) Cornejo & Iltis	Arv	T,U					
	<i>Neocalyptrocalyx grandipetala</i> (Maguire & Steyerl.) Cornejo & Iltis	Arv	T					
	<i>Neocalyptrocalyx nectareus</i> (Vell.) Hutch.	Arv	T					
Cardiopteridaceae	<i>Citronella paniculata</i> (Mart.) R.A.Howard	Arv	T					
Caricaceae	<i>Jacaratia heptaphylla</i> (Vell.) A.DC.	Arv	T,U	Ento, Ornito	C	Bio	D	
	<i>Jacaratia spinosa</i> (Aubl.) A.DC.	Arv	T	Ento, Ornito	C	Bio	D	
Caryocaraceae	<i>Caryocar edule</i> Casar.	Arv	T	Quirop	C	Bio	H	
Celastraceae	<i>Anthodon decussatum</i> Ruiz & Pav.	trep-Li	T					
	<i>Cheiloclinium cognatum</i> (Miers) A.C.Sm.	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Elachyptera festiva</i> (Miers) A.C.Sm.	trep-Li	T	Ento				
	<i>Maytenus ardisiaefolia</i> Reissek	Arv	T	Ento	S	Abio	M	
	<i>Maytenus brasiliensis</i> Mart.	Arv	T	Ento	S	Abio	M	
	<i>Maytenus distichophylla</i> Mart. ex Reissek	Arv	T	Ento	S	Abio	M	
	<i>Maytenus floribunda</i> Reissek	Arv	T	Ento	S	Abio	M	
	<i>Maytenus obtusifolia</i> Mart.	Arb	T,N	Ento	S	Abio	M	
	<i>Maytenus patens</i> Reissek	Arv	T	Ento	S	Abio	M	
	<i>Maytenus schumanniana</i> Loes.	Arv	T	Ento	S	Abio	M	
	<i>Peritassa mexiae</i> A.C.Sm.	trep-Li	T	Ento				
	<i>Pristimera celastroides</i> (Kunth) A.C.Sm.	trep-Li	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Pristimera nervosa</i> (Miers) A.C.Sm.	trep-Li	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Salacia elliptica</i> (Mart. ex Schult.) G.Don	Arv	T	Ento				
	<i>Salacia krigsneri</i> Lombardi	trep-Li	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Tontelea miersii</i> (Peyr.) A.C.Sm.	trep-Li	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Tontelea passiflora</i> (Vell.) Lombardi	trep-Li	T	Ento	C	Bio	H	
Chloranthaceae	<i>Hedyosmum brasiliense</i> Mart. ex Miq.	Arb	V	Ento	C	Bio	D	1, 2
Chrysobalanaceae	<i>Couepia belemii</i> Prance	Arv	T	Quirop	C	Bio	H	1, 2, 3
	<i>Couepia carauatae</i> Prance	Arv	T	Quirop	C	Bio	H	
	<i>Couepia monteclarenensis</i> Prance	Arv	T	Quirop, Ornito	C	Bio	H	
	<i>Couepia ovalifolia</i> (Schott) Benth. ex Hook.f.	Arv	U,N	Quirop	C	Bio	H	
	<i>Couepia schottii</i> Fritsch	Arv	T,U	Quirop	C	Bio	H	2
	<i>Exelodendron gracile</i> (Kuhl.) Prance	Arv	T	Ento	C	Bio	H	1, 2, 3
	<i>Hirtella bahiensis</i> Prance	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Hirtella burchellii</i> Britton	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Hirtella corymbosa</i> Cham. & Schtdl.	Arb	N	Ento	C	Bio	H	
	<i>Hirtella hebeciada</i> Moric. ex DC.	Arv	T,U	Ento	C	Bio	H	

Família	Espécie	Hábito	Fisionomia	Polinização	Fruto	Dispersão	Sist. Sexual	Status
	<i>Hirtella insignis</i> Briq. ex Prance	Arv	T	Ento	C	Bio	H	2
	<i>Hirtella parvunguis</i> Prance	Arv	T	Ento	C	Bio	H	3
	<i>Hirtella sprucei</i> Benth. ex Hook.f.	Arv	T,U,N	Ento	C	Bio	H	
	<i>Hirtella triandra</i> subsp. <i>punctulata</i> (Miq.) Prance	Arv	T,N	Ento	C	Bio	H	1, 2, 3
	<i>Licania arianeae</i> Prance	Arv	T	Ento	C	Bio	H	1, 2
	<i>Licania belemii</i> Prance	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Licania heteromorpha</i> Benth. var. <i>heteromorpha</i>	Arv	T,U	Ento	C	Bio	H	
	<i>Licania hypoleuca</i> Benth.	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Licania kunthiana</i> Hook.f.	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Licania littoralis</i> Warm.	Arv	T,U	Ento	C	Bio	H	
	<i>Licania micrantha</i> Miq.	Arv	U	Ento	C	Bio	H	
	<i>Licania octandra</i> (Hoffmanns. ex Roem. & Schult.) Kuntze	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Licania octandra</i> (Hoffmanns. ex Roem. & Schult.) Kuntze subsp. <i>octandra</i>	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Licania salzmanii</i> (Hook.f.) Fritsch	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Licania</i> sp. nov. (G.S.Siqueira 653)	Arv	T					
	<i>Licania</i> sp. nov. (D.A.Folli 6916)	Arv	T					
	<i>Parinari excelsa</i> Sabine	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Parinari parvifolia</i> Sandwith	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
Cleomaceae	<i>Dactyloena microphylla</i> Eichler	Herb	U,N	Ento	S	Abio	H	
	<i>Hemiscola aculeata</i> (L.) Raf.	Herb	V	Ento	S	Abio	H	
	<i>Hemiscola diffusa</i> (Banks ex DC.) Iltis	Herb	U	Ento	S	Abio	H	
Clusiaceae	<i>Clusia hilariana</i> Schltdl. subsp. <i>hilariana</i>	Arv	U	Ento	C	Bio	D	
	<i>Clusia nemorosa</i> G.Mey.	Arv	U,V	Ento	C	Bio	D	
	<i>Clusia spiritus-sanctensis</i> G.Mariz & B.Weinberg	Arv	T,U	Ento	C	Bio	D	
	<i>Garcinia brasiliensis</i> Mart.	Arv	T,U	Ento	C	Bio	D	
	<i>Garcinia Gardneriana</i> (Planch. & Triana) Zappi	Arv	T	Ento	C	Bio	D	
	<i>Symphonia globulifera</i> L.f.	Arv	T	Ento	C	Bio	D	
	<i>Tovomita fructipendula</i> (Ruiz & Pav.) Cambess.	Arv	T,V	Ento	C	Bio	D	
	<i>Tovomita riedeliana</i> Engl.	Arv	T	Ento	C	Bio	D	
Combretaceae	<i>Buchenavia hoehneana</i> N.F.Mattos	Arv	T	Ento	C	Bio	H	1
	<i>Buchenavia kleinii</i> Exell	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Buchenavia parvifolia</i> subsp. <i>rabelloana</i> (Mattos)	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	Alwan et Stace	Arv	T	Ento	S	Abio	H	2
	<i>Combretum duarteianum</i> Cambess.	trep-Li	N	Ento, Ornito	S	Abio	H	
	<i>Combretum fruticosum</i> (Loefl.) Stuntz	trep-Li	T	Ento, Ornito	S	Abio	H	
	<i>Combretum laxum</i> Jacq.	trep-Li	T,V	Ento, Anemo, Ornito	S	Abio	H	

Família	Espécie	Hábito	Fisionomia	Polinização	Fruto	Dispersão	Sist. Sexual	Status
Commelinaceae	<i>Terminalia argentea</i> Mart.	Arv	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Terminalia glabrescens</i> Mart.	Arv	T,U	Ento	S	Abio	H	
	<i>Terminalia mameluco</i> Pickel	Arv	T	Ento	S	Abio	H	1
	<i>Commelina benghalensis</i> L.	Herb	T	Ento	C	Bio	M	
	<i>Commelina diffusa</i> Burm.f.	Herb	T	Ento	C	Bio	M	
	<i>Commelina erecta</i> L.	Herb	T,U	Ento	C	Bio	M	
	<i>Commelina obliqua</i> Vahl	Herb	V	Ento	C	Bio	M	
	<i>Commelina rufipes</i> Seub. var. <i>rufipes</i>	Herb	T,V	Ento	C	Bio	M	2
	<i>Dichorisantha acaulis</i> Cogn.	Herb	T	Ento	C	Bio	M	
	<i>Dichorisantha nutabilis</i> Aona & M.C.E.Amaral	Herb	T	Ento	C	Bio	M	
	<i>Dichorisantha penduliflora</i> Kunth	Herb	T,U,N	Ento	C	Bio	M	
	<i>Dichorisantha procera</i> Mart. ex Schult & Schult.f.	Herb	T,U,N	Ento	C	Bio	M	
	<i>Dichorisantha velutina</i> Aona & M.C.E.Amaral	Herb	T,U	Ento	C	Bio	M	
	<i>Gibasis geniculata</i> (Jacq.) Rohweder	Herb	U	Ento	C	Bio	H	
	<i>Connarus deterius</i> Planch.	Arv	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Connarus ovatifolius</i> G.Schellenb.	trep-Li	T,U	Ento	S	Abio	H	
	<i>Rourea gardineriana</i> Planch.	trep-Li	N	Ento	S	Abio	H	
<i>Rourea glabra</i> Kunth	trep-Li	T	Ento	S	Abio	H		
<i>Rourea glazioui</i> G.Schellenb.	trep-Li	T	Ento	S	Abio	H		
<i>Rourea luizalbertoi</i> Foreiro et al.	trep-Li	T	Ento	S	Abio	H		
<i>Rourea</i> sp.nov. (D.A.Folli 4659)	trep-Li	N	Ento	S	Abio	H		
<i>Daustinia montana</i> (Moric.) Buril & A.R. Simões	trep-Li	U	Ento	S	Abio	H		
<i>Evolvulus ericifolius</i> Mart. ex Schrank	trep-Li	N	Ento	S	Abio	H		
<i>Evolvulus genistoides</i> Ooststr.	trep-Li	N	Ento	S	Abio	H		
<i>Evolvulus maximiliani</i> Mart. ex Choisy	trep-Li	N	Ento	S	Abio	H		
<i>Evolvulus nummularius</i> (L.) L.	trep-Li	T	Ento	S	Abio	H		
<i>Evolvulus tenuis</i> Mart. ex Choisy	trep-Li	N	Ento	S	Abio	H		
<i>Ipomoea hederifolia</i> L.	trep-Li	T	Ento, Ornito	S	Abio	H		
<i>Ipomoea philomega</i> (Vell.) House	trep-Li	T	Ento	S	Abio	H		
<i>Ipomoea quamoclit</i> L.	trep-Li	T	Ento	S	Abio	H		
<i>Ipomoea setosa</i> Ker Gawl.	trep-Li	T	Ento	S	Abio	H		
<i>Jacquemontia glaucescens</i> Choisy	Herb	T,N	Ento	S	Abio	H		
<i>Jacquemontia heterantha</i> (Nees & Mart.) Hallier f.	Herb	U,N	Ento	S	Abio	H		
<i>Jacquemontia holosericea</i> (Weinm.) O'Donnell	Herb	U	Ento	S	Abio	H		
<i>Jacquemontia serrata</i> (Choisy) Meisn.	Herb	T,N	Ento	S	Abio	H		
<i>Jacquemontia sphaerostigma</i> (Cav.) Rusby	Herb	T	Ento	S	Abio	H		
<i>Merremia cissoides</i> (Lam.) Hallier f.	trep-Li	T,U,N	Ento	S	Abio	H		

Família	Espécie	Hábito	Fisionomia	Polinização	Fruto	Dispersão	Sist. Sexual	Status
	<i>Merremia macrocalyx</i> (Ruiz & Pav.) O'Donell	trep-Li	T,U	Ento	S	Abio	H	
	<i>Odonellia enocephala</i> (Moric.) K.R.Robertson	trep-Li	V	Ento	S	Abio	H	
	<i>Operculina macrocarpa</i> (L.) Urb.	Herb	T	Ento	S	Abio	H	
Costaceae	<i>Costus arabicus</i> L.	Herb	T,V	Ento, Ornito	C	Bio	H	
	<i>Costus scaber</i> Ruiz & Pav.	Herb	T	Ento, Ornito	C	Bio	H	1
Cucurbitaceae	<i>Cayaponia tayuya</i> (Vell.) Cogn.	trep-Li	T,U	Ento	C	Bio	M	
	<i>Cayaponia trifoliolata</i> (Cogn.) Cogn.	trep-Li	T	Ento	C	Bio	M	
	<i>Fevillea trilobata</i> L.	trep-Li	T	Ento	C	Bio	D	
	<i>Gurania acuminata</i> Cogn.	trep-Li	T	Ento	C	Bio	D	
	<i>Gurania eriantha</i> (Poepp. & Endl.) Cogn.	trep-Li	U	Ento	C	Bio	D	
	<i>Gurania subumbellata</i> (Miq.) Cogn.	trep-Li	T,U	Ento	C	Bio	D	
	<i>Gurania tricuspidata</i> Cogn.	trep-Li	T	Ento	C	Bio	D	
	<i>Gurania wawrei</i> Cogn.	trep-Li	T	Ento	C	Bio	D	
	<i>Melathria cucumis</i> Vell.	trep-Li	T	Ento	C	Bio	M	
	<i>Melathria pendula</i> L.	trep-Li	V	Ento	C	Bio	M	
	<i>Psiguria ternata</i> (M.Roem.) C.Jeffrey	trep-Li	T					
	<i>Sicydium gracile</i> Cogn.	trep-Li	T					
Cyclanthaceae	<i>Asplundia polymera</i> (Hand.-Mazz.) Harling	Herb	T	Ento, Ornito	C	Bio	M	
	<i>Evodanthus funifer</i> (Poit.) Lindm.	trep-Li	V					
	<i>Thoracocarpus bissectus</i> (Vell.) Harling	trep-Li	T,V	Ento, Ornito	C	Bio	M	
Cyperaceae	<i>Abildgaardia baeothyron</i> A.St.-Hil.	Herb	N					
	<i>Becquerella cymosa</i> Brongn.	Herb	T,V	Anemo	S	Abio	M	
	<i>Bulbostylis capillaris</i> (L.) C.B.Clarke	Herb	N					
	<i>Bulbostylis truncata</i> (Nees) M.T.Strong	Herb	N					
	<i>Calyptrocarya glomerulata</i> (Brongn.) Urb.	Herb	V	Anemo	S	Abio	M	
	<i>Cladium</i> sp.	Herb	V					
	<i>Cryptangium verticillatum</i> (Spreng.) Vitta	Herb	N					
	<i>Cyperus aggregatus</i> (Willd.) Endl.	Herb	T	Anemo	S	Abio	H	
	<i>Cyperus distans</i> L.	Herb	T,U	Anemo	S	Abio	H	
	<i>Cyperus haspan</i> L.	Herb	N,V	Anemo	S	Abio	H	
	<i>Cyperus iria</i> L.	Herb	T	Anemo	S	Abio	H	
	<i>Cyperus laxus</i> Lam.	Herb	T,U,N,V	Anemo	S	Abio	H	
	<i>Cyperus ligularis</i> L.	Herb	T,U,V	Anemo	S	Abio	H	
	<i>Cyperus luzulae</i> (L.) Retz.	Herb	T,V	Anemo	S	Abio	H	
	<i>Cyperus odoratus</i> L.	Herb	V	Anemo	S	Abio	H	
	<i>Cyperus papyrus</i> L.	Herb	V	Anemo	S	Abio	H	
	<i>Cyperus pohlii</i> (Nees) Steud.	Herb	V	Anemo	S	Abio	H	

Família	Espécie	Hábito	Fisionomia	Polinização	Fruto	Dispersão	Sist. Sexual	Status
	<i>Cyperus rotundus</i> L.	Herb	T,U	Anemo	S	Abio	H	
	<i>Cyperus sphacelatus</i> Rottb.	Herb	V	Anemo	S	Abio	H	
	<i>Eleocharis interstincta</i> (Vahl) Roem. & Schult.	Herb	T,V	Anemo	S	Abio	H	
	<i>Fimbristylis autumnalis</i> (L.) Roem. & Schult.	Herb	V	Anemo	S	Abio	H	
	<i>Fuirena umbellata</i> Rottb.	Herb	T,V	Anemo	S	Abio	H	
	<i>Kyllinga brevifolia</i> Rottb.	Herb	V	Anemo	S	Abio	H	
	<i>Kyllinga pumila</i> Michx.	Herb	V	Anemo	S	Abio	H	
	<i>Kyllinga vaginata</i> Lam.	Herb	V	Anemo	S	Abio	H	
	<i>Lagenocarpus rigidus</i> Nees	Herb	N	Anemo	S	Abio	D	
	<i>Oxycaryum cubense</i> (Poepp. & Kunth) Lye	Herb	V	Anemo	S	Abio	H	
	<i>Pleurostachys foliosa</i> Kunth	Herb	T	Anemo	S	Abio	H	
	<i>Pycreus polystachyos</i> (Rottb.) P.Beauv.	Herb	V	Anemo	S	Abio	H	
	<i>Rhynchospora corymbosa</i> (L.) Britton	Herb	T,V	Anemo	S	Abio	D	
	<i>Rhynchospora emaciata</i> (Nees) Boeckeler	Herb	N	Anemo	S	Abio	D	
	<i>Rhynchospora exaltata</i> Kunth	Herb	T,U,N	Anemo	S	Abio	D	
	<i>Rhynchospora gigantea</i> Link	Herb	V	Anemo	S	Abio	D	
	<i>Rhynchospora holoschoenoides</i> (Rich.) Herter	Herb	U,N,V	Anemo	S	Abio	D	
	<i>Rhynchospora marisculus</i> Lindl. & Nees	Herb	V	Anemo	S	Abio	D	
	<i>Rhynchospora pilosa</i> Boeckeler	Herb	N	Anemo	S	Abio	D	
	<i>Rhynchospora riparia</i> (Nees) Boeckeler	Herb	T,V	Anemo	S	Abio	D	
	<i>Rhynchospora robusta</i> (Kunth) Boeckeler	Herb	V	Anemo	S	Abio	D	
	<i>Scleria gaertneri</i> Raddi	Herb	V	Anemo	S	Abio	M	
	<i>Scleria latifolia</i> Sw.	Herb	T,N,V	Anemo	S	Abio	M	
	<i>Scleria mitis</i> P.J.Bergius	Herb	V	Anemo	S	Abio	M	
	<i>Scleria panicoides</i> Kunth	Herb	T	Anemo	S	Abio	M	
	<i>Scleria permambucana</i> Luceño & M.Alves	Herb	V	Anemo	S	Abio	M	
	<i>Scleria secans</i> (L.) Urb.	Herb	T,N	Anemo	S	Abio	M	
	<i>Scleria virgata</i> (Nees) Steud.	Herb	T,U	Anemo	S	Abio	M	
Dichapetalaceae	<i>Stephanopodium blanchetianum</i> Baill.	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Tapura follii</i> Prance	Arv	U	Ento	C	Bio	H	
	<i>Tapura wurdackiana</i> Prance	Arv	T,U	Ento	C	Bio	H	
Dilleniaceae	<i>Davilla flexuosa</i> A.St.-Hil.	trep-Li	T,N	Ento	C	Bio	H	
	<i>Davilla grandifolia</i> Moric. ex Eichler	trep-Li	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Davilla latifolia</i> Casar.	trep-Li	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Davilla macrocarpa</i> Eichler	trep-Li	T,U,N	Ento	C	Bio	H	2
	<i>Davilla nitida</i> (Vahl) Kubitzki	trep-Li	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Davilla rugosa</i> Poir.	trep-Li	T	Ento	C	Bio	H	

Família	Espécie	Hábito	Fisionomia	Polinização	Fruto	Dispersão	Sist. Sexual	Status
	<i>Dolioscarpus lancifolius</i> Kubitzki	Arb	T,U,N	Ento	C	Bio	H	1, 2
	<i>Dolioscarpus</i> sp. nov. (D.A.Folli 3564)	trep-Li	T					
	<i>Dolioscarpus validus</i> Kubitzki	trep-Li	U,N	Ento	C	Bio	H	
	<i>Tetracera lasiocarpa</i> Eichler	trep-Li	T	Ento	S	Abio	H	
Dioscoreaceae	<i>Dioscorea altissima</i> Lam.	trep-Li	T,U	Ento	C	Bio	D	
	<i>Dioscorea campestris</i> Griseb.	trep-Li	U	Ento	C	Bio	D	
	<i>Dioscorea cynanchifolia</i> Griseb.	trep-Li	U	Ento	C	Bio	D	
	<i>Dioscorea dodecaneura</i> Vell.	trep-Li	T	Ento	C	Bio	D	
	<i>Dioscorea laxiflora</i> Mart. ex Griseb.	trep-Li	N	Ento	C	Bio	D	
	<i>Dioscorea leptostachya</i> Gardner	trep-Li	N	Ento	C	Bio	D	
	<i>Dioscorea loefgrenii</i> R. Knuth	trep-Li	T	Ento	C	Bio	D	2
	<i>Dioscorea marginata</i> Griseb.	trep-Li	T	Ento	C	Bio	D	
	<i>Dioscorea mollis</i> Kunth	trep-Li	T,U	Ento	C	Bio	D	
	<i>Dioscorea pilosiuscula</i> Betero ex Spreng.	trep-Li	U,N					
	<i>Dioscorea widgrenii</i> R. Knuth	trep-Li	U	Ento	C	Bio	D	
Ebenaceae	<i>Diospyros apeibacarpus</i> Raddi	Arv	T,V	Ento	C	Bio	D	
	<i>Diospyros brasiliensis</i> Mart. ex Miq.	Arv	T,V	Ento	C	Bio	D	
	<i>Diospyros capreifolia</i> Mart. ex Hiern	Arv	T	Ento	C	Bio	D	
	<i>Diospyros hispida</i> A.DC.	Arv	T	Ento	C	Bio	D	
Elaeocarpaceae	<i>Sloanea eichleri</i> K. Schum.	Arv	T,U	Ento	S	Bio	H	
	<i>Sloanea garckeana</i> K. Schum.	Arv	T,U	Ento	S	Bio	H	1
	<i>Sloanea granulosa</i> Ducke	Arv	T,V					
	<i>Sloanea guianensis</i> (Aubl.) Benth.	Arv	T,V	Ento	S	Bio	H	
	<i>Sloanea retusa</i> Uittien	Arv	T	Ento	S	Bio	H	
Ericaceae	<i>Agarista revoluta</i> (Spreng.) J.D. Hook. ex Nied. var. <i>revoluta</i>	Arv	N	Ornito	S	Abio	H	
	<i>Gaylussacia brasiliensis</i> (Spreng.) Meisn.	Arb	N	Ornito	C	Bio	H	
Eriocaulaceae	<i>Actinocephalus ramosus</i> (Wikstr.) Sano	Herb	N	Ento	S	Abio	M	
	<i>Comanthera nivea</i> (Bong.) L.R.Parra & Giul.	Herb	N					
	<i>Leiothrix hirsuta</i> (Wikstr.) Ruhland	Herb	U,N,V	Ento	S	Abio	M	
	<i>Paepalanthus bifidus</i> (Schrad.) Kunth	Herb	U,N	Ento	S	Abio	M	
	<i>Paepalanthus klotzschianus</i> Koern.	Herb	U,N	Ento	S	Abio	M	
	<i>Paepalanthus tortilis</i> (Bong.) Mart.	Herb	T,U,N	Ento	S	Abio	M	
	<i>Syngonanthus gracilis</i> (Bong.) Ruhland	Herb	N	Ento	S	Abio	M	
	<i>Syngonanthus restingensis</i> Hensold & A.L.R. Oliveira	Herb	T,N	Ento	S	Abio	M	
	<i>Tonina fluviatilis</i> Aubl.	Herb	T,V	Ento	S	Abio	M	
Erythroxylaceae	<i>Erythroxylum affine</i> A.St. - Hill.	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Erythroxylum citrifolium</i> A. St. - Hill.	Arb	T	Ento	C	Bio	H	

Família	Espécie	Hábito	Fisionomia	Polinização	Fruto	Dispersão	Sist. Sexual	Status
	<i>Erythroxylum cuspidifolium</i> Mart.	Arv	U	Ento	C	Bio	H	
	<i>Erythroxylum ectinocalyx</i> Mart.	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Erythroxylum macrophyllum</i> Cav.	Arv	T,U	Ento	C	Bio	H	
	<i>Erythroxylum nitidum</i> Spreng.	Arv	U	Ento	C	Bio	H	
	<i>Erythroxylum nobile</i> O.E.Schulz	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Erythroxylum passerinum</i> Mart.	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Erythroxylum plowmanii</i> Amaral	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Erythroxylum pulchrum</i> A.St.-Hil.	Arv	T,U	Ento	C	Bio	H	
	<i>Erythroxylum squamatum</i> Sw.	Arv	U,N	Ento	C	Bio	H	
	<i>Erythroxylum subrotundum</i> A.St.-Hil.	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Erythroxylum tenue</i> Plowman	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Acalypha</i> sp.	Herb	T					
	<i>Actinostemon concolor</i> (Spreng.) Müll. Arg.	Arv	T	Ento	C	Bio	M	
	<i>Actinostemon klotzschii</i> (Didr.) Pax	Arv	T	Ento	C	Bio	M	
	<i>Alchornea triplinervia</i> (Spreng.) Müll. Arg.	Arv	T,U,V	Ento	C	Bio	D	
	<i>Aparisthium cordatum</i> (A.Juss.) Baill.	Arv	T,U	Ento, Ornito	S	Abio	M	
	<i>Astraea lobata</i> (L.) Klotzsch	Herb	T,N					
	<i>Astraea macroua</i> (Colla) P.L.R. Moraes,							
	De Smedt & Guglielmine	Herb	T,U,N					
	<i>Brasilocroton mamoninha</i> P.E.Berry & Cordeiro	Arv	T					
	<i>Caperania palustris</i> (L.) A.St.-Hil.	trep-Li	T,V	Ento	C	Bio	M	
	<i>Caryodendron janeirense</i> Müll. Arg.	Arv	T					
	<i>Cnidocolus urens</i> (L.) Arthur var. <i>urens</i>	Arb	T,U,N					
	<i>Croton didrichsenii</i> G.L.Webster	Arb	T	Ento	C	Bio	M	
	<i>Croton glandulosus</i> L.	Arb	T,U	Ento	C	Bio	M	
	<i>Croton lundianus</i> (Didr.) Müll. Arg.	Herb	T,N	Ento	C	Bio	M	
	<i>Croton polyandrus</i> Spreng.	Arb	U	Ento	C	Bio	M	
	<i>Croton sphaerogynus</i> Baill.	Arb	U	Ento	C	Bio	M	
	<i>Croton triquetar</i> Lam.	Arb	T	Ento	C	Bio	M	
	<i>Dalechampia ficifolia</i> Lam.	trep-Li	T,U	Ento	S	Abio	M	
	<i>Dalechampia ilheotica</i> Wawra	trep-Li	T					
	<i>Dalechampia peckoltiana</i> Müll. Arg.	trep-Li	T	Ento	S	Abio	M	
	<i>Euphorbia adenoptera</i> Bertol.	Herb	T	Ento	S	Abio	M	
	<i>Euphorbia hirta</i> L.	Herb	T					
	<i>Euphorbia hyssopifolia</i> L.	Herb	T					
	<i>Euphorbia insulana</i> Vell.	Herb	U	Ento	S	Abio	M	
	<i>Euphorbia thymifolia</i> L.	Herb	T					

Família	Espécie	Hábito	Fisionomia	Polinização	Fruto	Dispersão	Sist. Sexual	Status
	<i>Glycydendron espiritosantense</i> Kuhlms.	Arv	T	Ento, Ornito	S	Abio	D	
	<i>Gymnanthes discolor</i> (Spreng.) Müll.Arg.	Arv	T					
	<i>Gymnanthes glabrata</i> (Mart.) Govaerts	Arv	T					
	<i>Joannesia princeps</i> Vell.	Arv	T,U,N	Ento, Ornito			M	
	<i>Mabea paniculata</i> Spruce ex Benth.	Arv	T					
	<i>Manihot tripartita</i> (Spreng.) Müll. Arg.	Arb	U,N					
	<i>Maprounea guianensis</i> Aubl.	Arv	T,U					
	<i>Micrandra</i> sp.	Arv	T					
	<i>Microstachys comiculata</i> (Vahl) Griseb.	Arb	U,N					
	<i>Pachystroma longifolium</i> (Nees) I.M.Johnst.	Arv	T					
	<i>Pausandra morisiana</i> (Casar.) Radlk.	Arv	T	Ento	S	Abio	D	
	<i>Plukenetia serrata</i> (Vell.) L.J.Gillespie	Herb	T					
	<i>Plukenetia verrucosa</i> Sm.	Herb	T					
	<i>Romanea tamnoides</i> (A.Juss.) Radcl. - Sm.	trep-Li	T,U,N	Ento	C	Bio	M	
	<i>Sapium glandulosum</i> (L.) Morong	Arv	T,V	Ento	C	Bio	M	
	<i>Sebastiania brasiliensis</i> Spreng.	Arv	T,U	Ento, Ornito	S	Abio	M	
	<i>Senefeldera verticillata</i> (Vell.) Croizat	Arv	T	Ento	S	Abio	M	
	<i>Tragia</i> sp.	trep-Li	T,U					
Fabaceae	<i>Abarema barnebyana</i> Iganci & M.P.Morim	Arv	U,N				H	
	<i>Abarema cochliacarpus</i> (Gomes) Barneby & J.W.Grimes	Arv	T				H	
	<i>Abarema filamentosa</i> (Benth.) Pittier	Arv	U,N	Ento			H	
	<i>Abarema lima</i> Iganci & M.P.Morim	Arv	T				H	
	<i>Acosmium lentiscifolium</i> Schott	Arv	T	Anemo	C	Bio	H	
	<i>Aeschynomene americana</i> L.	Arb	T					
	<i>Aeschynomene fluminensis</i> Vell. var. <i>fluminensis</i>	Arb	T,V					
	<i>Aeschynomene sensitiva</i> Sw.	Arb	V		S	Bio	H	
	<i>Aeschynomene sensitiva</i> Sw. var. <i>sensitiva</i>	Arb	V					
	<i>Albizia pedicellaris</i> (DC.) L.Rico	Arv	T,U	Quirop, Ornito			H	
	<i>Albizia polycephala</i> (Benth.) Killip ex Record	Arv	T	Quirop, Ornito			H	
	<i>Ancistrotropis serrana</i> Snak, J.L.A.Moreira & A.M.G.Azevedo	trep-Li	N					
	<i>Andira fraxinifolia</i> Benth.	Arv	T,U,N	Ornito	C	Bio	H	
	<i>Andira legalis</i> (Vell.) Toledo	Arv	T,U,N	Ornito	C	Bio	H	
	<i>Andira nitida</i> Mart. ex Benth.	Arv	T,U,N,V	Ornito	C	Bio	H	
	<i>Andira ormosioides</i> Benth.	Arv	T		C	Bio	H	
	<i>Apuleia leiocarpa</i> (Vogel) J.F.Macbr.	Arv	T				H	2
	<i>Barnebydendron riedelii</i> (Tul.) J.H.Kirkbr.	Arv	T				H	
	<i>Bauhinia forficata</i> Link subsp. <i>forficata</i>	Arv	T				H	

Família	Espécie	Hábito	Fisionomia	Polinização	Fruto	Dispersão	Sist. Sexual	Status
	<i>Bowdichia virgiloides</i> Kunth	Arv	T				H	
	<i>Calopogonium mucunoides</i> Desv.	Herb	U				H	
	<i>Canavalia parviflora</i> Benth.	Herb	T,U	Ornito	S	Abio	H	
	<i>Canavalia</i> sp. nov. (D.A.Foll 4822, C.Snak 1149)	Herb	T				H	
	<i>Cassia ferruginea</i> (Schrad.) Schrad. ex DC.	Arv	T,U		S	Abio	H	1
	<i>Centrolobium sclerophyllum</i> H.C.Lima	Arv	T				H	
	<i>Centrosema brasilianum</i> (L.) Benth.	Herb	T				H	
	<i>Centrosema coriaceum</i> Benth.	Herb	N				H	
	<i>Centrosema pubescens</i> Benth.	Herb	T,V				H	
	<i>Chamaecrista aspleniifolia</i> (H.S.Irwin & Barneby)							
	H.S.Irwin & Barneby	Arv	T				H	
	<i>Chamaecrista bahiae</i> (H.S.Irwin) H.S.Irwin & Barneby	Arv	T				H	
	<i>Chamaecrista curvifolia</i> (Vogel) Afr.Fern. & E.P.Nunes	Arv	N				H	
	<i>Chamaecrista desvauxii</i> (Collad.) Killip	Herb	N				H	
	<i>Chamaecrista desvauxii</i> var. <i>latistipula</i> (Benth.) G.P.Lewis	Arb	T				H	
	<i>Chamaecrista ensiformis</i> (Vell.) H.S.Irwin & Barneby	Arv	T,U,N				H	
	<i>Chamaecrista mucronata</i> (Spreng.) H.S.Irwin & Barneby	Arb	N				H	
	<i>Chamaecrista nictitans</i> (L.) Moench	Arb	T				H	
	<i>Chamaecrista ramosa</i> (Vogel) H.S.Irwin & Barneby	Herb	N	Ento			H	
	<i>Chamaecrista rotundifolia</i> (Pers.) Greene	Herb	T,U				H	
	<i>Cleobulia multiflora</i> Mart. ex Benth.	Herb	T				H	
	<i>Clitoria laurifolia</i> Poir.	Arb	T				H	
	<i>Clitoria selloi</i> Benth.	trep-Li	T				H	
	<i>Cochliasanthus caracalla</i> (L.) Trew	trep-Li	T				H	
	<i>Copaifera langsdorffii</i> Desf.	Arv	T,U				H	
	<i>Copaifera lucens</i> Dwyer	Arv	T				H	
	<i>Cranocarpus mezii</i> Taub.	Arb	T				H	
	<i>Cratylia argentea</i> (Desv.) Kuntze	trep-Li	T				H	
	<i>Cratylia hypargyrea</i> Mart. ex Benth.	trep-Li	T	Ornito	S	Abio	H	
	<i>Crotalaria incana</i> L.	Arb	U				H	
	<i>Daibergeria elegans</i> A.M.Carvalho	Arv	T	Quirop, Ornito	C	Bio	H	1, 2
	<i>Daibergeria frutescens</i> (Vell.) Britton	trep-Li	T	Quirop, Ornito	C	Bio	H	
	<i>Daibergeria nigra</i> (Vell.) Allemão ex Benth.	Arv	T	Quirop, Ornito	C	Bio	H	2
	<i>Daibergeria sampaioana</i> Kuhlm. & Hoehne	Arb	T	Quirop, Ornito	C	Bio	H	
	<i>Deguelia costata</i> (Benth.) A.M.G.Azevedo & R.A.Camargo	Arv	T				H	
	<i>Desmodium axillare</i> (Sw.) DC.	Herb	T,U		S	Abio	H	
	<i>Desmodium barbatum</i> (L.) Benth.	Herb	T,U,V		S	Abio	H	

Família	Espécie	Hábito	Fisionomia	Polinização	Fruto	Dispersão	Sist. Sexual	Status
	<i>Desmodium tortuosum</i> (Sw.) DC.	Herb	T,U		S	Abio	H	
	<i>Dialium guianense</i> (Aubl.) Sandwith	Arv	T,U				H	
	<i>Dimorphandra jorgei</i> M.F.Silva	Arv	T				H	
	<i>Dinizia</i> sp. nov. (D.A.Folli 4484)	Arv	T				H	
	<i>Dioclea virgata</i> (Rich.) Amshoff	trep-Li	T,V				H	
	<i>Dioclea wilsonii</i> Standl.	trep-Li	T				H	
	<i>Diplotropis incexis</i> Rizzini & A.Mattos	Arv	T				H	
	<i>Enterolobium glaziovii</i> (Benth.) Mesquita	Arv	T				H	
	<i>Exostyles venusta</i> Schott	Arv	T				H	
	<i>Galactia striata</i> (Jacq.) Urb.	Herb	U,V				H	
	<i>Goniorrhachis marginata</i> Taub.	Arv	T				H	
	<i>Grazielodendron rio-docensis</i> H.C.Lima	Arv	T				H	1
	<i>Hymenaea altissima</i> Ducke	Arv	T				H	
	<i>Hymenaea aurea</i> Y.T.Lee & Langenh.	Arv	T				H	
	<i>Hymenaea courbaril</i> var. <i>stilbocarpa</i> (Hayne) Y.T. Lee & Langenh.	Arv	T				H	
	<i>Hymenaea</i> sp.nov. (J.Spada 29, D.A.Folli 187)	Arv	T,U				H	
	<i>Hymenolobium alagoanum</i> var. <i>parvifolium</i> H.C.Lima	Arv	U,N				H	
	<i>Hymenolobium janeirensis</i> Kuhlth.	Arv	T				H	1
	<i>Indigofera suffruticosa</i> Mill.	Arb	T				H	
	<i>Inga cabelo</i> T.D.Penn.	Arv	T	Quirop, Ornito	S	Abio	H	
	<i>Inga capitata</i> Desv.	Arv	T,U,N	Quirop, Ornito			H	
	<i>Inga cylindrica</i> (Vell.) Mart.	Arv	T	Quirop, Ornito			H	
	<i>Inga edulis</i> Mart.	Arv	T	Quirop, Ornito	S	Abio	H	
	<i>Inga exfoliata</i> T.D.Penn. & F.C.P.Garcia	Arv	T	Quirop, Ornito			H	
	<i>Inga flagelliformis</i> (Vell.) Mart.	Arv	T	Quirop, Ornito			H	
	<i>Inga hispida</i> Schott ex Benth.	Arv	T	Quirop, Ornito	S	Abio	H	
	<i>Inga lanceifolia</i> Benth.	Arv	T,U	Quirop, Ornito	S	Abio	H	
	<i>Inga leptantha</i> Benth.	Arv	T,U	Quirop, Ornito	S	Abio	H	
	<i>Inga platyptera</i> Benth.	Arv	T	Quirop, Ornito	S	Abio	H	
	<i>Inga striata</i> Benth.	Arv	T	Quirop, Ornito			H	
	<i>Inga subnuda</i> Saizm. ex Benth. subsp. <i>subnuda</i>	Arv	T,U				H	
	<i>Inga thibaudiana</i> DC. subsp. <i>thibaudiana</i>	Arv	T,U				H	
	<i>Leptolobium bijugum</i> (Spreng.) Vogel	Arv	N				H	
	<i>Leptospron adenanthum</i> (G. Mey.) A. Delgado	Herb	T,V				H	
	<i>Libidibia ferrea</i> var. <i>parvifolia</i> (Benth.) L.P. Queiroz	Arv	T				H	
	<i>Lonchocarpus cultratus</i> (Vell.) A.M.G.Azevedo & H.C.Lima	Arv	T	Ornito	S	Abio	H	

Família	Espécie	Hábito	Fisionomia	Polinização	Fruto	Dispersão	Sist. Sexual	Status
	<i>Machaerium aculeatum</i> Raddi	trep-Li	T,U,N				H	
	<i>Machaerium acutifolium</i> Vogel	trep-Li	T				H	
	<i>Machaerium brasiliense</i> Vogel	Arv	T,U		C	Bio	H	
	<i>Machaerium cantarellianum</i> Hoehne	trep-Li	T				H	
	<i>Machaerium caratinganum</i> Kuhl. & Hoehne	trep-Li	T				H	
	<i>Machaerium condensatum</i> Kuhl. & Hoehne	trep-Li	T				H	
	<i>Machaerium declinatum</i> (Vell.) Steffeld	Arb	T				H	
	<i>Machaerium fulvovinosum</i> H.C.Lima	Arv	T				H	1
	<i>Machaerium jobimianum</i> C.V.Mendonça & A.M.G.Azevedo	trep-Li	T				H	
	<i>Machaerium lanceolatum</i> (Vell.) J.F.Macbr.	trep-Li	T		C	Bio	H	
	<i>Machaerium oblongifolium</i> Vogel	trep-Li	T				H	
	<i>Machaerium ovalifolium</i> Glaz. ex Rudd	Arv	T				H	
	<i>Machaerium ternatum</i> Kuhl. & Hoehne	trep-Li	T				H	
	<i>Machaerium uncinatum</i> (Vell.) Benth.	trep-Li	T,U		C	Bio	H	
	<i>Macrolobium latifolium</i> Vogel	Arv	T,U				H	
	<i>Macropitium lathyroides</i> (L.) Urb.	Herb	T				H	
	<i>Melanoxylon brauna</i> Schott	Arv	T				H	1, 2
	<i>Mimosa candollei</i> R.Grether	Arv	T				H	
	<i>Mimosa ceratonia</i> var. <i>pseudo-obovata</i> (Taub.) Barneby	trep-Li	T,U				H	
	<i>Mimosa elliptica</i> Benth.	Arb	N	Ornito	S	Abio	H	
	<i>Mimosa extensa</i> Benth. var. <i>extensa</i>	trep-Li	T				H	
	<i>Mimosa pudica</i> L.	Herb	V		S	Abio	H	
	<i>Mimosa setosa</i> Benth.	Arb	V		S	Abio	H	
	<i>Mimosa somnians</i> Humb. & Bonpl. ex Willd.	Herb	V		S	Abio	H	
	<i>Mimosa veloziana</i> Mart.	Herb	T		S	Abio	H	
	<i>Moldenhawera papillanthera</i> L.P.Queiroz et al.	Arv	T				H	1, 2, 3
	<i>Mucuna urens</i> (L.) Medik.	Herb	T				H	
	<i>Myrocarpus fastigiatus</i> Allemão	Arv	T				H	
	<i>Myrocarpus frondosus</i> Allemão	Arv	T		C	Bio	H	
	<i>Myroxylon peruiferum</i> L.f.	Arv	T				H	
	<i>Ormosia arborea</i> (Vell.) Harms	Arv	T,U	Ornito			H	
	<i>Ormosia nitida</i> Vogel	Arv	T				H	
	<i>Parapiptadenia pterosperma</i> (Benth.) Brenan	Arv	T				H	
	<i>Parkia pendula</i> (Willd.) Benth. ex Walp.	Arv	T,U				H	
	<i>Peltogyne angustiflora</i> Ducke	Arv	T				H	
	<i>Peltogyne confertiflora</i> (Mart. ex Hayne) Benth.	Arv	T				H	
	<i>Phanera grazieleae</i> (Vaz) Vaz	Arv	T				H	

Família	Espécie	Hábito	Fisionomia	Polinização	Fruto	Dispersão	Sist. Sexual	Status
	<i>Piptadenia adiantoides</i> (Spreng.) J.F.Macbr.	trep-Li	T,U,N				H	
	<i>Piptadenia paniculata</i> Benth.	Arv	T				H	
	<i>Platymiscium floribundum</i> Vogel	Arv	T,V				H	
	<i>Platymiscium speciosum</i> Vogel	Arv	T				H	
	<i>Poecilanthe falcata</i> (Vell.) Heringer	Arv	T				H	
	<i>Poepigia procera</i> C.Presi	Arv	T				H	
	<i>Pseudopiptadenia contorta</i> (DC.) G.P.Lewis & M.P.Lima	Arv	T,U	Ornito			H	
	<i>Pseudopiptadenia marilae</i> sp.nov.(G.L.Farias 39, D.A.Folli 382)	Arv	T					
	<i>Pseudopiptadenia psilostachya</i> (DC.) G.P.Lewis & M.P.Lima	Arv	T				H	
	<i>Pterocarpus rohrii</i> Vahl	Arv	T,U		C	Bio	H	
	<i>Rhynchosia phaseoloides</i> (Sw.) DC.	trep-Li	T				H	
	<i>Schizobium parahyba</i> (Vell.) Blake	Arv	T				H	
	<i>Schnella macrostachya</i> Raddi	trep-Li	T					
	<i>Schnella microstachya</i> Raddi	trep-Li	T					
	<i>Senegalia amazonica</i> (Benth.) Seigler & Ebinger	trep-Li	T,U				H	
	<i>Senegalia grandistipula</i> (Benth.) Seigler & Ebinger	trep-Li	T				H	
	<i>Senegalia langsdorffii</i> (Benth.) Seigler & Ebinger	trep-Li	T				H	
	<i>Senegalia polyphylla</i> (DC.) Britton & Rose	Arv	T				H	
	<i>Senegalia pteridifolia</i> (Benth.) Seigler & Ebinger	trep-Li	T				H	
	<i>Senegalia tenuifolia</i> (L.) Britton & Rose	trep-Li	T,U				H	
	<i>Senna affinis</i> (Benth.) H.S.Irwin & Barneby	Arb	T				H	
	<i>Senna angulata</i> (Vogel) H.S.Irwin & Barneby	Arb	T				H	
	<i>Senna appendiculata</i> (Vogel) Wiersema	Arb	U,N				H	
	<i>Senna multijuga</i> subsp. <i>lindleyana</i> (Gardner) H.S.Irwin & Barneby	Arv	T,U					
	<i>Senna multijuga</i> var. <i>verrucosa</i> (Vogel) H.S. Irwin & Barneby	Arv	T,U					
	<i>Senna obtusifolia</i> (L.) H.S.Irwin & Barneby	Arb	T,U					
	<i>Senna occidentalis</i> (L.) Link	Arb	T				H	
	<i>Senna pendula</i> (Humb.& Bonpl. ex Willd.) H.S.Irwin & Barneby	Arb	T,U				H	
	<i>Senna reticulata</i> (Willd.) H.S.Irwin & Barneby	Arb	T				H	
	<i>Senna silvestris</i> var. <i>sapindifolia</i> (Vogel) H.S. Irwin & Barneby	trep-Li	T,U,N					
	<i>Senna splendida</i> (Vogel) H.S.Irwin & Barneby	Arb	T,U				H	
	<i>Sesbania exasperata</i> Kunth	Arb	T,N				H	
	<i>Stylosanthes guianensis</i> (Aubl.) Sw.	Herb	U,N	Ornito			H	
	<i>Stylosanthes scabra</i> Vogel	Herb	T	Ornito			H	
	<i>Stylosanthes viscosa</i> (L.) Sw.	Herb	U,N	Ornito			H	
	<i>Swartzia acutifolia</i> Vogel	Arv	T				H	

Família	Espécie	Hábito	Fisionomia	Polinização	Fruto	Dispersão	Sist. Sexual	Status
	<i>Swartzia apetala</i> Raddi	Arv	T	Ornito			H	
	<i>Swartzia apetala</i> Raddi var. <i>apetala</i>	Arv	T,U,N					
	<i>Swartzia apetala</i> var. <i>glabra</i> (Vogel) R.S.Cowan	Arv	T				H	1, 2, 3
	<i>Swartzia linharensis</i> Mansano	Arv	T					
	<i>Swartzia macrostachya</i> var. <i>riedelli</i> R.S.Cowan	Arv	N					
	<i>Swartzia micrantha</i> R.S.Cowan	Arv	T					
	<i>Swartzia myrtifolia</i> var. <i>elegans</i> (Schott) R.S.Cowan	Arv	T					
	<i>Swartzia simplex</i> var. <i>continentalis</i> Urb.	Arv	T					
	<i>Sweetia fruticosa</i> Spreng.	Arv	T				H	
	<i>Tachigali densiflora</i> (Benth.) L.G.Silva & H.C.Lima	Arv	T,V				H	
	<i>Tachigali paratyensis</i> (Vell.) H.C.Lima	Arv	T				H	
	<i>Tachigali pilgeriana</i> (Harms) Oliveira-Filho	Arv	T				H	
	<i>Tachigali rugosa</i> (Mart. ex Benth.) Zanucchi & Pipoly	Arv	T,U				H	
	<i>Vatairea heteroptera</i> (Allemão) Ducke	Arv	T,U					
	<i>Vataireopsis araroba</i> (Aguiar) Ducke	Arv	T					
	<i>Vigna trichocarpa</i> (C. Wright ex Sauvalle) A. Delgado	trep-Li	T,V					
	<i>Zollernia glabra</i> (Spreng.) Yakovlev	Arv	T,U	Ornito		Abio	H	
	<i>Zollernia ilicifolia</i> (Brongn.) Vogel	Arv	T	Ornito		Abio	H	
	<i>Zollernia modesta</i> A.M.Carvalho & Barneby	Arv	T	Ornito		Abio	H	1
	<i>Zornia latifolia</i> Sm.	Herb	T,U,N	Ornito	S	Abio	H	
	<i>Zygia cauliflora</i> (Willd.) Killip	Arv	T	Ornito		Abio	H	
	<i>Zygia latifolia</i> (L.) Fawc. & Rendle	Arv	V	Ornito		Abio	H	
Gentianaceae	<i>Chelonanthus purpurascens</i> (Aubl.) Struwe et al.	Herb	T,V	Ento	S	Abio	H	
	<i>Voyria aphylla</i> (Jacq.) Pers.	Herb	U	Ento	S	Abio	H	
	<i>Voyria flavescens</i> Griseb.	Herb	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Voyria obconica</i> Progel	Herb	T,U	Ento	S	Abio	H	
	<i>Codonanthopsis uleana</i> (Fritsch) Chautems & Mat. Perret	Herb	T,U	Ornito	S	Bio	H	1
	<i>Drymonia serrulata</i> (Jacq.) Mart.	Herb	T	Ornito	S	Bio	H	
	<i>Sinningia elatior</i> (Kunth) Chautems	Herb	T,V	Ornito	C	Bio	H	1
	<i>Sinningia richii</i> Clayberg	Herb	T	Ornito	C	Bio	H	
	<i>Sinningia scepterum</i> (Mart.) Wiehler	Herb	N	Ornito	C	Abio	H	1
Haloragaceae	<i>Lauremburgia tetrandra</i> (Schott) Kanitz	Herb	T,N	Anemo	S	Bio	M	
Heliconiaceae	<i>Heliconia angusta</i> Vell.	Herb	T	Ornito	S	Bio	H	1
	<i>Heliconia psittacorum</i> L.f.	Herb	T,U,N	Ornito	S	Bio	H	
	<i>Heliconia richardiana</i> Miq.	Herb	T,U,N	Ornito	S	Bio	H	
	<i>Sparattanthelium botocudorum</i> Mart.	trep-Li	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Sparattanthelium tupiniquorum</i> Mart.	trep-Li	T	Ento	C	Bio	H	

Família	Espécie	Hábito	Fisionomia	Polinização	Fruto	Dispersão	Sist. Sexual	Status
Humiriaceae	<i>Humiria balsamifera</i> var. <i>parvifolia</i> (Juss.) Cuatr.	Arb	U,N					
	<i>Humiriastrum mussungense</i> Cuatrec.	Arv	T,U	Omito	C	Bio	H	
	<i>Humiriastrum spiritus-sancti</i> Cuatrec.	Arv	T,U	Omito	C	Bio	H	1, 2
	<i>Sacoglottis mattogrossensis</i> Malme var. <i>mattogrossensis</i>	Arv	U					
Hydroleaceae	<i>Vantanea bahiaensis</i> Cuatrec.	Arv	U,N	Omito	C	Bio	H	
	<i>Hydrolea spinosa</i> L.	Arb	T	Ento	C	Abio	H	
Hypericaceae	<i>Vismia brasiliensis</i> Choisy	Arv	T,U,N	Ento	C	Bio	H	
	<i>Vismia guianensis</i> (Aubl.) Choisy	Arv	T,V	Ento	C	Bio	H	
	<i>Vismia martiana</i> Mart.	Arv	T,U,N	Ento	C	Bio	H	
	<i>Emmotum nitens</i> (Benth.) Miers	Arv	T,U	Ento	C	Bio	H	
Icacinaeae	<i>Leretia cordata</i> Vell.	trep-Li	T,U					
	<i>Pleurisanthes</i> sp.	trep-Li	T					
Iridaceae	<i>Neomaria portosecurensis</i> (Ravenna) Chukr	Herb	T,U	Ento	S	Abio	H	
	<i>Neomaria sabinei</i> (Lindl.) Chukr	Herb	U,N	Ento	S	Bio	H	
Lacistemataceae	<i>Lacistema aggregatum</i> (P.J.Bergius) Rusby	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Aegiphila gloriosa</i> Moldenke	trep-Li	T	Ento	C	Bio	H	
Lamiaceae	<i>Aegiphila graveolens</i> Mart. & Schauer	Arb	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Aegiphila integrifolia</i> (Jacq.) Moldenke	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Aegiphila macrantha</i> Ducke	trep-Li	T,U	Ento	C	Bio	H	
	<i>Aegiphila verticillata</i> Vell.	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Aegiphila vitelliflora</i> Walp.	Arb	T,V	Ento	C	Bio	H	
	<i>Cantinoa mutabilis</i> (Rich.) Harley & J.F.B.Pastore	Arb	T					
	<i>Condea undulata</i> (Schränk) Harley & J.F.B. Pastore	Arb	V					
	<i>Eriope macrostachya</i> Mart. ex Benth.	Herb	N		C	Bio	D	1
	<i>Eriope macrostachya</i> Mart. ex Benth. var. <i>macrostachya</i>	Arb	N					
	<i>Hyptis brevipes</i> Poit.	Herb	T,V		Ento	C	Bio	D
<i>Hyptis fasciculata</i> Benth.	Herb	V		Ento	C	Bio	D	
<i>Hyptis lanceolata</i> Poir.	Herb	T,V		Ento	C	Bio	D	
<i>Hyptis paludosa</i> A.St.-Hil. ex Benth.	Herb	V		Ento	C	Bio	D	1
<i>Hyptis ramosa</i> Pohl ex Benth.	Herb	T		Ento	C	Bio	D	
<i>Marsiphanthes chamaedrys</i> (Vahl) Kuntze	Herb	T,U		Ento	C	Bio	D	
<i>Mesosphaerum pectinatum</i> (L.) Kuntze	Herb	V						
<i>Mesosphaerum sidifolium</i> (L'Hérit.) Harley & J.F.B.Pastore	Herb	T,U						
<i>Mesosphaerum suaveolens</i> (L.) Kuntze	Herb	T						
<i>Vitex compressa</i> Turcz.	Arv	T		Ento	C	Bio	H	
<i>Vitex megapota mica</i> (Spreng.) Moldenke	Arv	T,U		Ento	C	Bio	H	

Família	Espécie	Hábito	Fisionomia	Polinização	Fruto	Dispersão	Sist. Sexual	Status
Lauraceae	<i>Vitex orinocensis</i> Kunth	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Aiouea saligna</i> Meisn.	Arv	U					
	<i>Aniba canellilla</i> (Kunth) Mez	Arv	T					
	<i>Aniba firmula</i> (Nees & Mart.) Mez	Arv	T,U					
	<i>Beilschmiedia linharensis</i> Sa. Nishida & van der Werff	Arv	T,U		Ento	C	Bio	H
	<i>Cassytha filiformis</i> L.	trep-Li	N,V			C	Bio	H
	<i>Cinnamomum montanum</i> (Sw.) Burcht. & J. Presl	Arv	T					
	<i>Cinnamomum</i> sp. nov. (IASilva 349, LCAssis et al 1171)	Arv	T					
	<i>Cryptocarya aschersoniana</i> Mez	Arv	T		Ento	C	Bio	H
	<i>Cryptocarya citriformis</i> (Vell.) P.L.R.Moraes	Arv	T		Ento	C	Bio	H
	<i>Cryptocarya saligna</i> Mez	Arv	T		Ento	C	Bio	H
	<i>Endlicheria glomerata</i> Mez	Arv	T		Ento	C	Bio	D
	<i>Licaria bahiana</i> Kurz	Arv	T		Ento	C	Bio	M
	<i>Licaria guianensis</i> Aubl.	Arv	T		Ento	C	Bio	M
	<i>Mezilaurus glabriantha</i> F.M.Alves & V.C.Souza	Arv	T					
	<i>Nectandra debilis</i> Mez	Arv	U		Ento	C	Bio	M
	<i>Nectandra lanceolata</i> Nees	Arv	T		Ento	C	Bio	M
	<i>Nectandra nitidula</i> Nees	Arv	T		Ento	C	Bio	H
	<i>Nectandra oppositifolia</i> Nees	Arv	T,V		Ento	C	Bio	H
	<i>Nectandra psammophila</i> Nees	Arv	U		Ento	C	Bio	M
	<i>Nectandra puberula</i> (Schott) Nees	Arv	T		Ento	C	Bio	H
	<i>Ocotea aciphylla</i> (Nees & Mart.) Mez	Arv	T		Ento	C	Bio	M
	<i>Ocotea aniboides</i> (Meisn.) Mez	Arv	T		Ento	C	Bio	M
	<i>Ocotea arenicola</i> L.C.S. Assis e Mello-Silva	Arv	U,N		Ento	C	Bio	M
	<i>Ocotea argentea</i> Mez	Arv	T,U		Ento	C	Bio	M
	<i>Ocotea beulahiae</i> J.B. Baitello	Arv	T		Ento	C	Bio	M
<i>Ocotea brachybotrya</i> (Meisn.) Mez	Arv	T		Ento	C	Bio	M	
<i>Ocotea ciliata</i> L.C.S.Assis & Mello-Silva	Arv	T,U		Ento	C	Bio	M	
<i>Ocotea confertiflora</i> (Meisn.) Mez	Arv	T		Ento	C	Bio	D	
<i>Ocotea divaricata</i> (Nees) Mez	Arv	T		Ento	C	Bio	D	
<i>Ocotea fasciculata</i> (Nees) Mez	Arv	T		Ento	C	Bio	D	
<i>Ocotea glauca</i> (Nees & Mart.) Mez	Arv	T		Ento	C	Bio	D	
<i>Ocotea glaziovii</i> Mez	Arv	T,U		Ento	C	Bio	D	
<i>Ocotea indecora</i> (Schott) Mez	Arv	T,U		Ento	C	Bio	H	
<i>Ocotea kostermanniana</i> Vattimo-Gil	Arv	T		Ento	C	Bio	D	
<i>Ocotea lancifolia</i> (Schott) Mez	Arv	T		Ento	C	Bio	D	
<i>Ocotea leucoxydon</i> (Sw.) Laness.	Arv	T,U		Ento	C	Bio	D	

Família	Espécie	Hábito	Fisionomia	Polinização	Fruto	Dispersão	Sist. Sexual	Status
	<i>Ocotea lobbii</i> (Meisn.) Rohwer	Arv	N	Ento	C	Bio	D	
	<i>Ocotea longifolia</i> Kunth	Arv	T	Ento	C	Bio	D	
	<i>Ocotea marcescens</i> L.C.S.Assis & Mello-Silva	Arv	T	Ento	C	Bio	D	
	<i>Ocotea neesiana</i> (Miq.) Kosterm.	Arv	U	Ento	C	Bio	D	
	<i>Ocotea nitida</i> (Meisn.) Rohwer	Arv	T	Ento	C	Bio	D	
	<i>Ocotea notata</i> (Nees & Mart.) Mez	Arv	U,N	Ento	C	Bio	D	
	<i>Ocotea nunesiana</i> (Vattimo-Gil) J.B. Baitello	Arv	T	Ento	C	Bio	D	
	<i>Ocotea nutans</i> (Nees) Mez	Arv	T	Ento	C	Bio	D	
	<i>Ocotea pluridomatiata</i> A. Quinet	Arv	T	Ento	C	Bio	D	
	<i>Ocotea polyantha</i> (Nees & Mart.) Mez	Arv	T,U	Ento	C	Bio	D	1
	<i>Ocotea prolifera</i> (Nees & Mart.) Mez	Arv	T	Ento	C	Bio	D	
	<i>Ocotea puberula</i> (Rich.) Nees	Arv	T	Ento	C	Bio	D	
	<i>Ocotea pulchella</i> (Nees & Mart.) Mez	Arv	T,U,V	Ento	C	Bio	D	
	<i>Ocotea</i> sp. nov. (D.A.Folli 5035)	Arv	T					
	<i>Ocotea spectabilis</i> (Meisn.) Mez	Arv	T,U	Ento	C	Bio	D	
	<i>Ocotea teleiandra</i> (Meisn.) Mez	Arv	T	Ento	C	Bio	D	
	<i>Ocotea velloziana</i> (Meisn.) Mez	Arv	T	Ento	C	Bio	D	
	<i>Ocotea velutina</i> (Nees) Rohwer	Arv	T	Ento	C	Bio	D	
	<i>Persea aurata</i> Miq.	Arv	T,U,N,V	Ento	C	Bio	H	
	<i>Rhodostemonodaphne capixabensis</i> J.B. Baitello & Coe-Teix.	Arv	T,U	Ento	C	Bio	D	1, 2
	<i>Urbanodendron verrucosum</i> (Nees) Mez	Arv	T	Ento	C	Abio	M	
	<i>Williamodendron</i> sp. nov. (D.A.Folli & G.S.Siqueira 7203)	Arv	T					
Lecythidaceae	<i>Cariniana estrellensis</i> (Raddi) Kuntze	Arv	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Cariniana legalis</i> (Mart.) Kuntze	Arv	T	Ento	S	Abio	H	2
	<i>Cariniana parvifolia</i> S.A.Mori et al.	Arv	T	Ento	S	Abio	H	1, 2, 3
	<i>Couratari asterophora</i> Rizzini	Arv	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Couratari asterotricha</i> Prance	Arv	T	Ento, Quirop	S	Abio	H	1, 2, 3
	<i>Couratari macrosperma</i> A.C.Sm.	Arv	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Eschweilera ovata</i> (Cambess.) Mart. ex Miers	Arv	T,U,N	Ento, Quirop, Ornito	S	Abio	H	
	<i>Lecythis lanceolata</i> Poir.	Arv	T	Ento, Quirop, Ornito	S	Abio	H	
	<i>Lecythis lurida</i> (Miers) S.A.Mori	Arv	T	Ento, Quirop, Ornito	S	Abio	H	
	<i>Lecythis marcgraaviana</i> Miers	Arv	T	Ento, Quirop, Ornito	S	Abio	H	
	<i>Lecythis pisonis</i> Cambess.	Arv	T	Ento, Quirop, Ornito	S	Abio	H	
Lentibulariaceae	<i>Genlisea</i> sp.	Herb	N					
	<i>Utricularia foliosa</i> L.	Herb	V	Ento	S	Abio	H	1
	<i>Utricularia gibba</i> L.	Herb	V	Ento	S	Abio	H	
Linderniaceae	<i>Lindernia diffusa</i> (L.) Wettst.	Herb	T	Ento	S	Abio	H	

Família	Espécie	Hábito	Fisionomia	Polinização	Fruto	Dispersão	Sist. Sexual	Status
Loganiaceae	<i>Lindernia rotundifolia</i> (L.) Alston	Herb	V	Ento	S	Abio	H	
	<i>Torenia thouarsii</i> (Cham. & Schtdl.) Kuntze	Herb	T,V	Ento	S	Abio	H	
	<i>Spigelia antheimia</i> L.	Herb	T	Ento, Quirop, Ornito	S	Abio	H	
	<i>Spigelia flemmingiana</i> Cham. & Schtdl.	trep-Li	T,V	Ento, Quirop, Ornito	S	Abio	H	
	<i>Strychnos atlantica</i> Krukoff & Barneby	trep-Li	U	Ento, Quirop, Ornito	S	Abio	H	
	<i>Strychnos fulvotomentosa</i> Gilg	trep-Li	T	Ento, Quirop, Ornito	S	Abio	H	
	<i>Strychnos hirsuta</i> Spruce	trep-Li	T	Ento, Quirop, Ornito	S	Abio	H	
	<i>Strychnos romeu-belenii</i> Krukoff & Barneby	trep-Li	U	Ento, Quirop, Ornito	S	Abio	H	
	<i>Strychnos trinervis</i> (Vell.) Mart.	Herb	T	Ornito	S	Abio	H	
	<i>Passovia podoptera</i> (Cham. & Schtdl.) Kuijt	Herb	T,U		S	Abio	H	
	<i>Psittacanthus dichroos</i> (Mart.) Mart.	Herb	T,U,N		S	Abio	H	
	<i>Struthanthus confertus</i> (Mart.) Mart.	Herb	N	Ornito	S	Abio	D	
	<i>Struthanthus marginatus</i> (Desr.) Blume	Herb	T,N	Ornito	S	Abio	D	
	<i>Struthanthus polyrhizus</i> (Mart.) Mart.	Herb	T	Ornito	S	Abio	D	
Lythraceae	<i>Cuphea carthagenensis</i> (Jacq.) J.Macbr.	Herb	T,U	Ornito	S	Abio	H	
	<i>Cuphea flava</i> Spreng.	Arb	N	Ornito	S	Abio	H	
	<i>Cuphea strigulosa</i> Kunth	Herb	V	Ornito	S	Abio	H	
	<i>Lafoensia glyptocarpa</i> Koehne	Arv	T	Quirop	S	Abio	H	
	<i>Banisteriopsis membranifolia</i> (A.Juss.) B.Gates	trep-Li	T,U	Ento	S	Abio	H	
	<i>Banisteriopsis nummifera</i> (A.Juss.) B.Gates	Arb	T,U	Ento	S	Abio	H	
	<i>Banisteriopsis sellowiana</i> (A.Juss.) B.Gates	trep-Li	T,U	Ento	S	Bio	H	1
	<i>Bronwenia ferruginea</i> (Cav.) W.R.Anderson & C.C.Davis	trep-Li	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Bunchosia acuminata</i> Dobson	Arb	T,U	Ento	C	Bio	H	1
	<i>Bunchosia macilenta</i> Dobson	Arb	T	Ento	C	Bio	H	1, 2
Malpighiaceae	<i>Bunchosia maritima</i> (Vell.) J.F.Macbr.	Arb	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Byrsonima cacaophila</i> W.R.Anderson	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Byrsonima crassifolia</i> (L.) Kunth	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Byrsonima perseifolia</i> Griseb.	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Byrsonima sericea</i> DC.	Arv	T,U,N	Ento	C	Bio	H	
	<i>Byrsonima stipulacea</i> A.Juss.	Arv	T,N	Ento	C		H	
	<i>Dicella macroptera</i> A.Juss.	trep-Li	T					
	<i>Diplopterys pubipetala</i> (A.Juss.) W.R.Anderson & C.C.Davis	trep-Li	T	Ento				
	<i>Heladena bunchosioides</i> A.Juss.	trep-Li	T	Ento		Bio	H	1
	<i>Heteropterys alternifolia</i> W.R.Anderson	trep-Li	U,N	Ento	C	Abio	H	1
	<i>Heteropterys bahiensis</i> Nied.	trep-Li	T	Ento	S	Bio	H	2
	<i>Heteropterys chrysophylla</i> (Lam.) DC.	trep-Li	T,U	Ento	C	Bio	H	
	<i>Heteropterys coleoptera</i> A.Juss.	trep-Li	U,N	Ento	C	Abio	H	

Família	Espécie	Hábito	Fisionomia	Polinização	Fruto	Dispersão	Sist. Sexual	Status
	<i>Heteropterys fluminensis</i> (Griseb.) W.R.Anderson	trep-Li	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Heteropterys leschenaultiana</i> A.Juss.	trep-Li	T	Ento	S	Abio	H	1, 2
	<i>Heteropterys megaptera</i> A.Juss.	trep-Li	T	Ento	S	Bio	H	
	<i>Heteropterys nitida</i> (Lam.) DC.	trep-Li	T	Ento	C	Abio	H	
	<i>Heteropterys nordestina</i> Amorim	trep-Li	T,U	Ento	S	Abio	H	1, 2
	<i>Heteropterys oberdamii</i> Amorim	trep-Li	T,U,V	Ento	S	Abio	H	
	<i>Heteropterys rufula</i> A.Juss.	trep-Li	U,N	Ento	S	Abio	H	
	<i>Heteropterys</i> sp. nov. (D.A.Folli 5464)	trep-Li	T					
	<i>Hiraea bullata</i> W.R.Anderson	trep-Li	T	Ento	S	Abio	H	1, 2
	<i>Hiraea fagifolia</i> (DC.) A.Juss.	trep-Li	T	Ento	S		H	
	<i>Janusia hexandra</i> (Vell.) W.R.Anderson	trep-Li	T	Ento		Abio	H	
	<i>Mascagnia bierosa</i> (A.Juss.) W.R.Anderson	trep-Li	T	Ento	S		H	
	<i>Mascagnia cordifolia</i> (A.Juss.) Griseb.	trep-Li	T	Ento		Abio	H	
	<i>Mezium araujoi</i> Nied.	trep-Li	T,N	Ento	S	Abio	H	
	<i>Niederzuehlla acutifolia</i> (Cav.) W.R.Anderson	trep-Li	T,U,N	Ento	S	Bio	H	1, 2
	<i>Niederzuehlla lucida</i> (A.Juss.) W.R.Anderson	trep-Li	T,U	Ento	S	Abio	H	
	<i>Peixotoa hispida</i> A.Juss.	trep-Li	U,N	Ento	C	Abio	H	
	<i>Stigmaphyllon acuminatum</i> A.Juss.	trep-Li	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Stigmaphyllon blanchetii</i> C.E.Anderson	trep-Li	T,U,V	Ento	S	Bio	H	
	<i>Stigmaphyllon paralias</i> A.Juss.	Arb	T,U,N	Ento	C	Abio	H	
	<i>Tetrapterys anisoptera</i> A.Juss.	trep-Li	T,N	Ento	S	Abio	H	
	<i>Tetrapterys crispa</i> A.Juss.	trep-Li	T					
	<i>Tetrapterys mucronata</i> Cav.	trep-Li	N	Ento	S	Abio	H	
	<i>Tetrapterys paludosa</i> A.Juss.	trep-Li	T,N	Ento	S	Bio	H	
	<i>Tetrapterys phlomooides</i> (Spreng.) Nied.	trep-Li	T,U	Ento	C	Abio	H	
Malvaceae	<i>Abutilon</i> sp.	Arb	T	Ento, Ornito			H	
	<i>Basiloxylon brasiliensis</i> (All.) K.Schum.	Arv	T		S	Abio	H	
	<i>Byttneria gayana</i> A.St.-Hil.	Herb	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Callianthe inaequalis</i> (Link & Otto) Donnel	Herb	T					
	<i>Callianthe rufinerva</i> (A. St.Hil.) Donnel	Arb	T,U					
	<i>Callianthe schenckii</i> (K. Schum.) Donnel	Arb	T					
	<i>Ceiba pubiflora</i> (A.St.-Hil.) K.Schum.	Arv	T	Quirop	S	Abio	H	
	<i>Eriotheca candolleana</i> (K.Schum.) A.Robyns	Arv	T	Quirop	S	Abio	H	
	<i>Eriotheca macrophylla</i> (K.Schum.) A.Robyns	Arv	T,U	Quirop	S	Abio	H	
	<i>Guazuma crinita</i> Mart.	Arv	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Hibiscus bifurcatus</i> Cav.	Arb	T,U	Ento, Ornito	S	Abio	H	
	<i>Hydrogaster trinervis</i> Kuhlms.	Arv	T	Ento	S	Abio	H	

Família	Espécie	Hábito	Fisionomia	Polinização	Fruto	Dispersão	Sist. Sexual	Status
	<i>Luehea divaricata</i> Mart. & Zucc.	Arv	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Melochia</i> sp.	Herb	V					
	<i>Pachira endecaphylla</i> (Vell.) Carv.-Sobr.	Arv	T	Quirop	S	Abio	H	
	<i>Pavonia calyculosa</i> A.St.-Hil. & Naudin	Arv	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Pavonia crassipedicellata</i> Krapov.	Arv	T,U	Ento	S	Abio	H	
	<i>Pavonia multiflora</i> A.St.-Hil.	Arb	T,U,N	Ento	S	Abio	H	1
	<i>Peltaea parviflora</i> (Turcz.) Fryxell & Krapov.	Arb	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Pseudobombax grandiflorum</i> (Cav.) A.Robyns	Arv	T,U	Quirop	S	Abio	H	
	<i>Pseudobombax grandiflorum</i> var. <i>majus</i> A. Robyns	Arv	T					
	<i>Quararibea penduliflora</i> (A.St.-Hil.) K.Schum.	Arv	T	Quirop	S	Abio	H	
	<i>Sida acrantha</i> Link	Herb	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Sida ciliaris</i> L.	Herb	T,U	Ento	S	Abio	H	
	<i>Sida cordifolia</i> L.	Herb	T,U	Ento	S	Abio	H	
	<i>Sida linifolia</i> Cav.	Herb	T,U	Ento	S	Abio	H	
	<i>Sida planicaulis</i> Cav.	Herb	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Sida rhombifolia</i> L.	Herb	V	Ento	S	Abio	H	
	<i>Sida spinosa</i> L.	Herb	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Sida urens</i> L.	Herb	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Sidastrum micranthum</i> (A.St.-Hil.) Fryxell	Arb	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Sterculia apetala</i> (Jacq.) H.Karst.	Arv	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Sterculia excelsa</i> Mart.	Arv	T	Ento	S	Bio	H	
	<i>Triumfetta althaeoides</i> Lam.	Herb	T,V	Ento	C	Bio	H	
	<i>Triumfetta cucullata</i> Fernald	Herb	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Triumfetta lappula</i> L.	Herb	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Triumfetta rhomboidea</i> Jacq.	Herb	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Triumfetta semitriloba</i> Jacq.	Herb	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Urena lobata</i> L.	Herb	T	Ento	C	Abio	H	
	<i>Waltheria cinerescens</i> A.St.-Hil.	Herb	N	Ento	S	Abio	H	
	<i>Waltheria maritima</i> A.St.-Hil.	Herb	N	Ento	S	Abio	H	
	<i>Waltheria seloana</i> K.Schum.	Herb	N	Ento	S	Abio	H	
	<i>Waltheria viscosissima</i> A.St.-Hil.	Herb	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Wissadula contracta</i> (Link) R.E.Fr.	Arb	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Wissadula hernandioides</i> (L.Hér.) Garcke	Herb	T	Ento	S	Bio	H	
Marantaceae	<i>Calathea carioca</i> H. Kenn.	Herb	T	Ento, Ornito	C	Bio	H	
	<i>Calathea linharesana</i> H. Kenn.	Herb	T	Ento, Ornito	C	Bio	H	
	<i>Ctenanthe compressa</i> (A.Dietr.) Eichler	Herb	T	Ento, Ornito	C	Bio	H	
	<i>Ctenanthe glabra</i> (Koern.) Eichler	Herb	T	Ento, Ornito	C	Bio	H	

Família	Espécie	Hábito	Fisionomia	Polinização	Fruto	Dispersão	Sist. Sexual	Status
	<i>Ctenanthe lubbersiana</i> (E. Morren) Eichler ex Petersen	Herb	T,U	Ento, Ornito	C	Bio	H	
	<i>Ctenanthe setosa</i> (Roscoe) Eichler	Herb	T	Ento, Ornito	C	Bio	H	
	<i>Goeppertia brasiliensis</i> (Koern.) Borchs. & S. Suárez	Herb	T,U	Ento, Ornito	C	Bio	H	1
	<i>Goeppertia lancafolia</i> (Boonn) Borchs. & S. Suárez	Herb	T	Ento, Ornito	C	Bio	H	
	<i>Goeppertia sciuroides</i> (Petersen) Borchs. & S. Suárez	Herb	T	Ento, Ornito	C	Bio	H	1
	<i>Goeppertia singularis</i> (H. Kenn.) Borchs. & S. Suárez	Herb	T	Ento, Ornito	C	Bio	H	1
	<i>Goeppertia tuberosa</i> (Vell.) Borchs. & S. Suárez	Herb	T	Ento, Ornito	C	Bio	H	1, 2
	<i>Goeppertia vaginata</i> (Petersen) Borchs. & S. Suárez	Herb	T,U	Ento, Ornito	C	Bio	H	
	<i>Goeppertia widgrenii</i> (Koern.) Borchs. & S. Suárez	Herb	T,U	Ento, Ornito	C	Bio	H	1, 2
	<i>Goeppertia wiotii</i> (E. Morren) Borchs. & S. Suárez	Herb	T	Ento, Ornito	C	Bio	H	1
	<i>Ischnosiphon gracilis</i> (Rudge) Koern.	Herb	T,V	Ento, Ornito	C	Bio	H	1
	<i>Ischnosiphon ovatus</i> Koern.	Herb	T,V	Ento, Ornito	C	Bio	H	1, 2
	<i>Maranta cristata</i> Nees & Mart.	Herb	T	Ento, Ornito	C	Bio	H	1
	<i>Maranta divaricata</i> Roscoe	Herb	T,U,N	Ento, Ornito	C	Bio	H	
	<i>Maranta subterranea</i> J.M.A. Braga	Herb	T,N	Ento, Ornito	C	Bio	H	1, 2
	<i>Monotagma plurispicatum</i> (Koern.) K. Schum.	Herb	T,U	Ento, Ornito	C	Bio	H	1
	<i>Saranthe composita</i> (Link) K. Schum.	Herb	T	Ento, Ornito	C	Bio	H	1, 2
	<i>Saranthe klotzschiana</i> (Koern.) Eichler	Herb	T	Ento, Ornito	C	Bio	H	
	<i>Stromanthe glabra</i> Yosh. – Arns	Herb	T	Ento, Ornito	C	Bio	H	
	<i>Stromanthe porteana</i> Gris	Herb	T	Ento, Ornito	C	Bio	H	
	<i>Stromanthe schottiana</i> (Koern.) Eichler	Herb	T,U	Ento, Ornito	C	Abio	H	
	<i>Stromanthe thalia</i> (Vell.) J.M.A. Braga	Herb	T	Ento, Ornito	S	Abio	H	
Marcgraviaceae	<i>Marcgravia</i> sp.	trep-Li	T					
	<i>Schwartzia adamantium</i> (Cambess.) Bedell ex Gir. – Cañas	trep-Li	U,N	Ornito	S	Abio	H	
	<i>Schwartzia brasiliensis</i> (Choisy) Bedell ex Gir. – Cañas	trep-Li	T,U,N	Ornito	S	Abio	H	
Mayacaceae	<i>Mayaca fluviatilis</i> Aubl.	Herb	V	Anemo	S	Abio	H	
	<i>Mayaca kunthii</i> Seub.	Herb	V	Anemo	S	Abio	H	
Melastomataceae	<i>Aciotis paludosa</i> (Mart. ex DC.) Triana	Herb	T,V	Ento	S	Bio	H	
	<i>Bertolonia maculata</i> DC.	Herb	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Glidemia biserrata</i> DC.	Arb	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Glidemia capitellata</i> (Bonpl.) D. Don	Arb	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Glidemia hirta</i> (L.) D. Don	Arb	T,V	Ento	C	Bio	H	
	<i>Henriettea succosa</i> (Aubl.) DC.	Arv	T,V	Ento	C	Bio	H	
	<i>Huberia ovalifolia</i> DC.	Arv	T,U,N	Ento	C	Bio	H	
	<i>Leandra ionopogon</i> (Mart.) Cogn.	Arb	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Leandra rhamnifolia</i> (Naudin) Cogn.	Herb	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Leandra rufescens</i> (DC.) Cogn.	Arb	T,V	Ento	C	Bio	H	

Família	Espécie	Hábito	Fisionomia	Polinização	Fruto	Dispersão	Sist. Sexual	Status
	<i>Marctetia taxifolia</i> (A.St.-Hil.) DC.	Arb	T,N	Ento	C	Bio	H	
	<i>Miconia albicans</i> (Sw.) Triana	Arb	U,N	Ento	C	Bio	H	
	<i>Miconia amoena</i> Triana	Arb	N	Ento	C	Bio	H	
	<i>Miconia ciliata</i> (Rich.) DC.	Arb	N	Ento	C	Bio	H	
	<i>Miconia cinnamomifolia</i> (DC.) Naudin	Arv	T,U,N,V	Ento	C	Bio	H	
	<i>Miconia fasciculata</i> Gardner	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Miconia holosericea</i> (L.) DC.	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Miconia hypoleuca</i> (Benth.) Triana	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Miconia lepidota</i> DC.	Arv	T,U	Ento	C	Bio	H	
	<i>Miconia mirabilis</i> (Aubl.) L.O.Williams	Arv	T,U	Ento	C	Bio	H	
	<i>Miconia nervosa</i> (Sm.) Triana	Arb	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Miconia prasina</i> (Sw.) DC.	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Miconia pusilliflora</i> (DC.) Naudin	Arb	N	Ento	C	Bio	H	
	<i>Miconia rimalis</i> Naudin	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Miconia splendens</i> (Sw.) Griseb.	Arv	T,U,V	Ento	C	Bio	H	
	<i>Miconia tristis</i> Spring subsp. <i>tristis</i>	Arb	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Microlicia serpyllifolia</i> D.Don	Arb	N,V	Ento	C	Bio	H	
	<i>Mouriri arborea</i> Gardner	Arv	T,U	Ento	C	Bio	H	
	<i>Mouriri charissoana</i> Cogn.	Arv	T,V	Ento	C	Bio	H	
	<i>Mouriri dariana</i> Saldanha ex Cogn.	Arv	T,U	Ento	C	Bio	H	
	<i>Mouriri glazioviana</i> Cogn.	Arv	T	Ento	C	Abio	H	
	<i>Pterolepis cataphracta</i> (Cham.) Triana	Arb	T,N	Ento	S	Abio	H	
	<i>Pterolepis glomerata</i> (Rottb.) Miq.	Herb	T,N	Ento	S	Abio	H	
	<i>Rhynchanthera dichotoma</i> (Desr.) DC.	Arb	T,V	Ento	S	Abio	H	
	<i>Tibouchina fissinervia</i> (Schrank & Mart. ex DC.) Cogn.	Arv	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Tibouchina heteromalla</i> (D.Don) Cogn.	Arv	U,N	Ento	S	Abio	H	
	<i>Tibouchina macrochiton</i> (Mart. ex DC.) Cogn.	Arv	N,V	Ento	S	Abio	H	
	<i>Tibouchina trichopoda</i> (DC.) Baill.	Arv	V	Ento	S	Abio	H	
	<i>Tibouchina urceolaris</i> (Schrank & Mart. ex DC.) Cogn.	Arv	N,V	Ento	S	Abio	H	
Meliaceae	<i>Cabralea canjerana</i> (Vell.) Mart. subsp. <i>canjerana</i>	Arv	N,V	Ento	S	Abio	H	
	<i>Cedrela fissilis</i> Vell.	Arv	T	Ento	S	Abio	D	2
	<i>Cedrela odorata</i> L.	Arv	T	Ento	S	Bio	D	2
	<i>Guarea blanchetii</i> C.DC.	Arv	T	Ento	S	Bio	D	
	<i>Guarea macrophylla</i> Vahl	Arv	T,V	Ento	S	Bio	D	
	<i>Guarea penningtoniana</i> A.L.Pinheiro	Arv	T,U	Ento	S	Bio	D	
	<i>Guarea pubescens</i> (Rich.) A.Juss.	Arb	T	Ento	S	Bio	D	
	<i>Guarea pubescens</i> subsp. <i>pubiflora</i> (A.Juss.) T.D.Penn.	Arb	T	Ento	S	Bio	D	

Família	Espécie	Hábito	Fisionomia	Polinização	Fruto	Dispersão	Sist. Sexual	Status
	<i>Trichilia casaretti</i> C.DC.	Arv	T	Ento	S	Bio	D	
	<i>Trichilia catigua</i> A.Juss.	Arv	T	Ento	S	Bio	D	
	<i>Trichilia elegans</i> A.Juss.	Arv	T,U	Ento	S	Bio	D	
	<i>Trichilia elegans</i> A.Juss. subsp. <i>elegans</i>	Arv	U					
	<i>Trichilia elegans</i> subsp. <i>richardiana</i> (A.Juss.) T.D.Penn.	Arv	T					
	<i>Trichilia lepidota</i> subsp. <i>leucastera</i> (Sandwith) T.D.Penn.	Arv	T					
	<i>Trichilia lepidota</i> subsp. <i>schumanniana</i> (Harms) Pennington	Arv	T					
	<i>Trichilia pallens</i> C.DC.	Arv	T,U	Ento	S	Bio	D	
	<i>Trichilia pallida</i> Sw.	Arv	T	Ento	S	Bio	D	
	<i>Trichilia pseudostipularis</i> (A.Juss.) C.DC.	Arv	T,U	Ento	S	Bio	D	
	<i>Trichilia quadrifida</i> Kunth subsp. <i>quadrifida</i>	Arv	T	Ento	S	Bio	D	
	<i>Trichilia ramalhoi</i> Rizzini	Arv	T	Ento	S	Bio	D	
	<i>Trichilia silvatica</i> C.DC.	Arv	T,U	Ento	S	Bio	D	
	<i>Trichilia surumuensis</i> C.DC.	Arv	T	Ento	S	Bio	D	
	<i>Trichilia tetrapetala</i> C.DC.	Arv	T	Ento	S	Bio	D	
	<i>Trichilia trifolia</i> subsp. <i>pteleifolia</i> (A. Juss.) T.D. Penn.	Arv	T,V					
Menispermaceae	<i>Abuta convexa</i> (Vell.) Diels	trep-Li	T	Ento	C	Bio	D	
	<i>Abuta seloana</i> Eichler	trep-Li	T	Ento	C	Bio	D	
	<i>Borismene japurensis</i> (Mart.) Barneby	trep-Li	T	Ento	C	Bio	D	
	<i>Chondrodendron platyphyllum</i> (A.St.-Hil.) Miers	trep-Li	T	Ento	C	Bio	D	
	<i>Cissampelos andromorpha</i> DC.	trep-Li	T	Ento	C	Bio	D	
	<i>Disciphania</i> sp.	Herb	T					
	<i>Odontocarya vitis</i> (Vell.) J.M.A.Braga	Herb	T,U,V	Ento	C		D	
	<i>Orthomea schomburgkii</i> (Miers) Barneby & Krukoff	trep-Li	T,V	Ento			H	
Menyanthaceae	<i>Nymphoides indica</i> (L.) Kuntze	Herb	V	Ento		Bio	H	
Molluginaceae	<i>Mollugo verticillata</i> L.	Herb	N	Ento	S	Bio	M	
Monimiaceae	<i>Macrotorus utriculatus</i> (Mart.) Perkins	Arv	T	Ento	C	Bio	D	
	<i>Mollinedia lamprophylla</i> Perkins	Arb	T	Ento	C	Bio	D	1
	<i>Mollinedia marqueteana</i> Peixoto	Arv	T	Ento	C	Bio	D	1
	<i>Mollinedia sphaerantha</i> Perkins	Arb	T,U,N	Ento	C	Abio	D	
Moraceae	<i>Brosimum glaucum</i> Taub.	Arv	T	Ento, Anemo	C	Bio	D	
	<i>Brosimum glaziovii</i> Taub.	Arv	T	Ento, Anemo	C	Bio	M	
	<i>Brosimum guianense</i> (Aubl.) Huber	Arv	T	Ento, Anemo	C	Bio	D	
	<i>Brosimum lactescens</i> (S.Moore) C.C.Berg	Arv	T	Ento, Anemo	C	Bio	D	
	<i>Clarisia ilicifolia</i> (Spreng.) Lanj. & Rossberg	Arv	T,U	Ento, Anemo	C	Bio	D	
	<i>Clarisia racemosa</i> Ruiz & Pav.	Arv	T	Ento, Anemo	C	Bio	M	
	<i>Dorstenia elata</i> Hook.	Herb	T	Ento	C	Bio	D	

Família	Espécie	Hábito	Fisionomia	Polinização	Fruto	Dispersão	Sist. Sexual	Status
	<i>Dorstenia gracilis</i> Carauta, C. Valente & Araujo	Herb	T	Ento	C	Bio	D	1, 3
	<i>Ficus adhatodifolia</i> Schott in Spreng.	Arv	T	Ento	C	Bio	M	
	<i>Ficus arparuzosa</i> Casar.	Arv	T,U	Ento	C	Bio	M	
	<i>Ficus casteliviana</i> Dugand	Arv	T,U,N	Ento	C	Bio	M	
	<i>Ficus citrifolia</i> Mill.	Arv	T	Ento	C	Bio	M	
	<i>Ficus clusifolia</i> Schott	Arv	T,U	Ento	C	Bio	M	
	<i>Ficus cyclophylla</i> (Miq.) Miq.	Arv	T,U	Ento	C	Bio	M	2
	<i>Ficus gomelleira</i> Kunth	Arv	T	Ento	C	Bio	M	
	<i>Ficus holosericea</i> Schott	Arv	T	Ento	C	Bio	M	
	<i>Ficus laureola</i> Warb. ex C.C.Berg & Carauta	Arv	U	Ento	C	Bio	M	
	<i>Ficus mariae</i> C. C. Berg, Emygdio & Carauta	Arv	T	Ento	C	Bio	M	
	<i>Ficus nymphaeifolia</i> Mill.	Arv	T,U	Ento	C	Bio	M	
	<i>Ficus obtusifolia</i> Kunth	Arv	T	Ento	C	Bio	M	
	<i>Ficus pulchella</i> Schott	Arv	T,U,V	Ento	C	Bio	M	
	<i>Ficus trigona</i> L.f.	Arv	T	Ento	C	Bio	M	
	<i>Ficus trigonata</i> L.	Arv	T,U	Ento	C	Bio	M	
	<i>Helicostylis tomentosa</i> (Poepp. & Endl.) Rusby	Arv	T	Ento	C	Bio	D	
	<i>Maclura tinctoria</i> (L.) D. Don ex Steud.	Arv	T	Ento	C	Bio	D	
	<i>Naucleopsis oblongifolia</i> (Kühlm.) Carauta	Arv	T,U	Ento, Anemo	C	Bio	D	
	<i>Sorocea guilleminiana</i> Gaudich.	Arv	T,U	Ento, Anemo	C	Bio	D	
	<i>Sorocea hilarii</i> Gaudich.	Arv	T,U	Ornito	C	Bio	D	
Myristicaceae	<i>Virola bichyba</i> (Schott ex Spreng.) Warb.	Arv	T	Ento	S	Bio	H	2
	<i>Virola gardneri</i> (A.DC.) Warb.	Arv	T	Ento	S	Bio	H	
Myrtaceae	<i>Blepharocalyx egersii</i> (Kiaersk.) Landrum	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Calyptranthes brasiliensis</i> Spreng.	Arv	T,U,N	Ento	C	Bio	H	
	<i>Calyptranthes glazioviana</i> Kiaersk.	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Calyptranthes grandifolia</i> O.Berg	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Calyptranthes lucida</i> Mart. ex DC.	Arv	T,U,V	Ento	C	Bio	H	
	<i>Campomanesia anemonea</i> Landrum	Arv	T,U	Ento	C	Bio	H	
	<i>Campomanesia espiritosantensis</i> Landrum	Arv	T	Ento	C	Bio	H	1, 2
	<i>Campomanesia guaviroba</i> (DC.) Kiaersk.	Arv	T,U	Ento	C	Bio	H	
	<i>Campomanesia guazumifolia</i> (Cambess.) O.Berg	Arv	T,U	Ento	C	Bio	H	
	<i>Campomanesia laurifolia</i> Gardner	Arv	T,U	Ento	C	Bio	H	
	<i>Campomanesia lineatifolia</i> Ruiz & Pav.	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Campomanesia xanthocarpa</i> (Mart.) O.Berg	Arv	T	Ento, Ornito	C	Bio	H	
	<i>Eugenia adenantha</i> O.Berg	Arv	T	Ento, Ornito	C	Bio	H	
	<i>Eugenia aff. badia</i> O.Berg.	Arv	T	Ento, Ornito	C	Bio	H	

Família	Espécie	Hábito	Fisionomia	Polinização	Fruto	Dispersão	Sist. Sexual	Status
	<i>Eugenia aff. brevistyla</i> D.Legrand	Arv	T		C	Bio	H	
	<i>Eugenia aff. handroi</i> (Mattos) Mattos	Arv	T		C	Bio	H	
	<i>Eugenia astringens</i> Cambess.	Arv	T,U,N,V	Ento	C	Bio	H	
	<i>Eugenia bahiensis</i> DC.	Arv	T,U	Ento, Ornito	C	Bio	H	
	<i>Eugenia batingabranca</i> Sobral	Arv	T	Ento, Ornito	C	Bio	H	
	<i>Eugenia beaurepairiana</i> (Kiaersk.) D.Legrand	Arv	T,U	Ento, Ornito	C	Bio	H	
	<i>Eugenia bocainensis</i> Mattos	Arv	T	Ento, Ornito	C	Bio	H	
	<i>Eugenia brasiliensis</i> Lam.	Arv	T,V		C	Bio	H	
	<i>Eugenia brejoensis</i> Mazine	Arv	U,N	Ento, Ornito	C	Bio	H	
	<i>Eugenia candolleana</i> DC.	Arv	T	Ento, Ornito	C	Bio	H	
	<i>Eugenia cataphyllea</i> M. C. Souza & Sobral	Arv	T	Ento, Ornito	C	Bio	H	
	<i>Eugenia cf. flamingensis</i> O.Berg	Arv	T,U		C	Bio	H	
	<i>Eugenia cf. oblongata</i> O.Berg	Arv	T		C	Bio	H	
	<i>Eugenia copacabanensis</i> Kiaersk.	Arv	T	Ento, Ornito	C	Bio	H	
	<i>Eugenia dichroma</i> O.Berg	Arv	T,U	Ento, Ornito	C	Bio	H	
	<i>Eugenia ellipsoidea</i> Kiaersk.	Arv	U		C	Bio	H	
	<i>Eugenia excelsa</i> O.Berg	Arv	U,N	Ento, Ornito	C	Bio	H	
	<i>Eugenia fusca</i> O.Berg	Arv	T	Ento, Ornito	C	Bio	H	
	<i>Eugenia hispidiflora</i> Sobral & M. C. Souza	Arv	T	Ento, Ornito	C	Bio	H	
	<i>Eugenia involucrata</i> DC.	Arv	T	Ento, Ornito	C	Bio	H	
	<i>Eugenia itapemirimensis</i> Cambess.	Arv	T	Ento, Ornito	C	Bio	H	
	<i>Eugenia macrantha</i> O.Berg	Arv	T	Ento, Ornito	C	Bio	H	
	<i>Eugenia macrosperma</i> DC.	Arv	T,U	Ento, Ornito	C	Bio	H	
	<i>Eugenia maritima</i> DC.	Arv	T,U,N	Ento, Ornito	C	Bio	H	
	<i>Eugenia melanogyna</i> (D.Legrand) Sobral	Arv	T	Ento, Ornito	C	Bio	H	
	<i>Eugenia monosperma</i> Vell.	Arv	T	Ento, Ornito	C	Bio	H	
	<i>Eugenia moonioides</i> O.Berg	Arv	T	Ento, Ornito	C	Bio	H	
	<i>Eugenia neosilvestris</i> Sobral	Arv	U	Ento, Ornito	C	Bio	H	
	<i>Eugenia pisiformis</i> Cambess.	Arv	T,U	Ento, Ornito	C	Bio	H	
	<i>Eugenia platyphylla</i> O.Berg	Arv	T	Ento, Ornito	C	Bio	H	
	<i>Eugenia plicatocostata</i> O.Berg	Arv	T	Ento, Ornito	C	Bio	H	
	<i>Eugenia prasina</i> O.Berg	Arv	T	Ento, Ornito	C	Bio	H	
	<i>Eugenia pruinosa</i> D.Legrand	Arv	T	Ento, Ornito	C	Bio	H	
	<i>Eugenia pruniformis</i> Cambess.	Arv	T	Ento, Ornito	C	Bio	H	
	<i>Eugenia puniceifolia</i> (Kunth) DC.	Arv	T	Ento, Ornito	C	Bio	H	
	<i>Eugenia repanda</i> O.Berg	Arv	T,U,N	Ento	C	Bio	H	
	<i>Eugenia rostrata</i> O.Berg	Arv	T,V	Ento, Ornito	C	Bio	H	
		Arv	T	Ento	C	Bio	H	

Família	Espécie	Hábito	Fisionomia	Polinização	Fruto	Dispersão	Sist. Sexual	Status
	<i>Eugenia</i> sp. (sp. nude "menandroana")	Arv	T		C	Bio	H	
	<i>Eugenia</i> sp. nov. (G.L.Farias 368, D.A.Folli 1092)	Arv	T,U		C	Bio	H	
	<i>Eugenia sulcata</i> Spring ex Mart.	Arv	U,N	Ento	C	Bio	H	
	<i>Eugenia supraaxilaris</i> Spreng.	Arv	T	Ento, Ornito	C	Bio	H	
	<i>Eugenia unana</i> Sobral	Arv	T,V	Ento	C	Bio	H	
	<i>Eugenia pyriflora</i> O.Berg	Arv	T	Ento, Ornito	C	Bio	H	
	<i>Marlierea acuminatissima</i> (O.Berg) D.Legrand	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Marlierea</i> aff. <i>schottii</i> D.Legrand	Arv	T		C	Bio	H	
	<i>Marlierea estrellensis</i> O.Berg	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Marlierea excoriata</i> Mart.	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Marlierea glabra</i> Cambess.	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Marlierea neuwiediana</i> (O.Berg) Nied.	Arv	T,U,N	Ento	C	Bio	H	
	<i>Marlierea obversa</i> D.Legrand	Arv	T,U	Ento	C	Bio	H	
	<i>Marlierea polygama</i> (O.Berg) D.Legrand	Arv	T,U,N	Ento	C	Bio	H	
	<i>Marlierea regelliana</i> O.Berg	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Marlierea sucrei</i> G.M.Barroso & Peixoto	Arv	T,U	Ento	C	Bio	H	1, 3
	<i>Marlierea suaveolens</i> Cambess.	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Myrceugenia campestris</i> (DC.) D.Legrand & Kausel	Arv	V	Ento	C	Bio	H	
	<i>Myrcia amazonica</i> DC.	Arv	T,U,N	Ento	C	Bio	H	
	<i>Myrcia bergiana</i> O.Berg	Arv	T,U	Ento	C	Bio	H	
	<i>Myrcia bicolor</i> Kiaersk.	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Myrcia brasiliensis</i> Kiaersk.	Arv	T,U,V	Ento	C	Bio	H	
	<i>Myrcia cerqueira</i> (Nied.) E.Lucas & Sobral	Arv	T,U	Ento	C	Bio	H	
	<i>Myrcia curtipendula</i> NicLugh.	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Myrcia eumecephylla</i> (O.Berg) Nied.	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Myrcia ferruginosa</i> Mazine	Arv	T	Ento	C	Bio	H	1, 2, 3
	<i>Myrcia follii</i> G.M.Barroso & Peixoto	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Myrcia freyreissiana</i> (O.Berg) Kiaersk.	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Myrcia gilsoniana</i> G.M.Barroso & Peixoto	Arv	T,U	Ento	C	Bio	H	1, 2, 3
	<i>Myrcia guianensis</i> (Aubl.) DC.	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Myrcia ilheosensis</i> Kiaersk.	Arv	U,N	Ento	C	Bio	H	
	<i>Myrcia isaiana</i> G.M.Barroso & Peixoto	Arv	T	Ento	C	Bio	H	1, 2
	<i>Myrcia lineata</i> (O.Berg) Nied.	Arv	T	Ento	C	Bio	H	2
	<i>Myrcia maximiliana</i> O.Berg	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Myrcia multiflora</i> (Lam.) DC.	Arv	T,U,N	Ento	C	Bio	H	
	<i>Myrcia multipunctata</i> Mazine	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Myrcia ovata</i> Cambess.	Arv	T,U	Ento	C	Bio	H	

Família	Espécie	Hábito	Fisionomia	Polinização	Fruto	Dispersão	Sist. Sexual	Status
	<i>Myrcia palustris</i> DC.	Arv	T,N,V	Ento	C	Bio	H	
	<i>Myrcia panicularis</i> (O.Berg) N.Silveira	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Myrcia pubipetala</i> Miq.	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Myrcia racemosa</i> (O.Berg) Kiaersk.	Arv	T,U,N,V	Ento	C	Bio	H	
	<i>Myrcia riocensis</i> G.M.Barroso & Peixoto	Arv	T	Ento	C	Bio	H	1, 2
	<i>Myrcia rufipes</i> DC.	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Myrcia splendens</i> (Sw.) DC.	Arv	T,U,N	Ento	C	Bio	H	
	<i>Myrcia springiana</i> (O.Berg) Kiaersk.	Arv	T,U	Ento	C	Bio	H	
	<i>Myrcia tenuifolia</i> (O.Berg) Sobral	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Myrcia vittoriana</i> Kiaersk.	Arv	T,U,N	Ento	C	Bio	H	
	<i>Myrciaria ferruginea</i> O.Berg	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Myrciaria floribunda</i> (H.West ex Willd.) O.Berg	Arv	T,U,N	Ento	C	Bio	H	
	<i>Myrciaria strigipes</i> O.Berg	Arv	T,U	Ento	C	Bio	H	
	<i>Myrciaria tenella</i> (DC.) O.Berg	Arv	U	Ento	C	Bio	H	
	<i>Neomitranthes langsdorffii</i> (O.Berg) Mattos	Arv	T,U,N	Ento	C	Bio	H	2
	<i>Neomitranthes scitctophylla</i> (G.M.Barroso & Peixoto) M.Souza	Arv	T	Ento	C	Bio	H	1, 2
	<i>Neomitranthes</i> sp. nov. (M.C.Souza 534)	Arv	U	Ento	C	Bio	H	
	<i>Plinia phitrantha</i> (Kiaersk.) Sobral	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Plinia renatiana</i> G.M.Barroso & Peixoto	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Plinia rivularis</i> (Cambess.) Rotman	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Plinia spiritosantensis</i> (Mattos) Mattos	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Plinia</i> sp. (D.A.Foll 595)	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Psidium brownianum</i> Mart. ex DC.	Arv	T,U,N	Ento	C	Bio	H	
	<i>Psidium guineense</i> Sw.	Arb	T,U	Ento	C	Bio	H	
	<i>Psidium longipetiolatum</i> D.Legrand	Arv	T,U	Ento	C	Bio	H	
	<i>Psidium myrtaoides</i> O.Berg	Arv	T,U	Ento	C	Bio	H	
	<i>Psidium oblongatum</i> O.Berg	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Psidium sartorianum</i> (O.Berg) Nied.	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
Nyctaginaceae	<i>Andradea floribunda</i> Allemão	Arv	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Bougainvillea spectabilis</i> Willd.	trep-Li	T	Ento	S	Abio	D	
	<i>Guapira hirsuta</i> (Choisy) Lundell	Arb	T	Ento	S	Abio	D	
	<i>Guapira laxiflora</i> (Choisy) Lundell	Arb	T,U	Ento	S	Abio	D	
	<i>Guapira nitida</i> (Mart. ex J.A.Schmidt) Lundell	Arv	T	Ento	S	Abio	D	
	<i>Guapira noxia</i> (Netto) Lundell	Arv	T,U	Ento	S	Abio	D	
	<i>Guapira opposita</i> (Vell.) Reitz	Arv	T,U,N	Ento	S	Abio	D	
	<i>Guapira pernambucensis</i> (Casar.) Lundell	Arb	T,U,N,V	Ento	S	Bio	D	
	<i>Guapira venosa</i> (Choisy) Lundell	Arv	T	Ento	S	Bio	D	

Família	Espécie	Hábito	Fisionomia	Polinização	Fruto	Dispersão	Sist. Sexual	Status
	<i>Neea floribunda</i> Poepp. & Endl.	Arv	T					
	<i>Pisonia ambigua</i> Heimerl	Arv	T					
Nymphaeaceae	<i>Nymphaea caerulea</i> Savigny	Herb	V	Ento	C	Bio	H	
	<i>Nymphaea rudgeana</i> G. Mey.	Herb	V	Ento	C	Bio	H	
Ochnaceae	<i>Ouratea cuspidata</i> (A.St.-Hil.) Engl.	Arv	T,U,N	Ento	C	Bio	H	
	<i>Ouratea multiflora</i> (Pohl) Engl.	Arb	N					
	<i>Sauvagesia erecta</i> L.	Herb	N	Ento	C	Bio	H	
Oleaceae	<i>Catheda bahiensis</i> Sleumer	Arv	T,U	Ento	C	Bio	H	
	<i>Dulacia</i> sp.	Arv	U					
	<i>Heisteria ovata</i> Benth.	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Ximenea americana</i> L. var. <i>americana</i>	Arv	U					
Oleaceae	<i>Chionanthus ferrugineus</i> (Gilg) P.S.Green	Herb	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Chionanthus parviflora</i> Cornejo, Lombardi & W. Thomas	Herb	T	Ento	C	Abio	H	
Onagraceae	<i>Ludwigia leptocarpa</i> (Nutt.) H.Hara	Herb	V	Ento, Ornito	S	Abio	H	
	<i>Ludwigia nervosa</i> (Poir.) H.Hara	Herb	T,V	Ento, Ornito	S	Abio	H	
	<i>Ludwigia octovalvis</i> (Jacq.) P.H.Raven	Herb	T,V	Ento	S	Abio	H	
Orchidaceae	<i>Acianthera auriculata</i> (Lindl.) Pridgeon & M.W.Chase	Herb	T	Ento	S	Abio	H	1
	<i>Acianthera glumacea</i> (Lindl.) Pridgeon & M.W.Chase	Herb	T,U	Ento	S	Abio	H	1
	<i>Acianthera nemorosa</i> (Barb. Rodr.) F.Barros	Herb	T,U	Ento	S	Abio	H	
	<i>Acianthera ophiantha</i> (Cogn.) Pridgeon & M.W.Chase	Herb	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Acianthera pectinata</i> (Lindl.) Pridgeon & M.W.Chase	Herb	U	Ento	S	Abio	H	1
	<i>Acianthera recurva</i> (Lindl.) Pridgeon & M.W.Chase	Herb	U	Ento	S	Abio	H	
	<i>Acianthera strapifolia</i> (Lindl.) Pridgeon & M.W.Chase	Herb	T,U	Ento	S	Abio	H	1
	<i>Alatiglossum ciliatum</i> (Lindl.) Baptista	Herb	U	Ento	S	Abio	H	
	<i>Aspidogyne argentea</i> (Vell.) Garay	Herb	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Aspidogyne decora</i> (Rchb.f.) Garay & G.Romero	Herb	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Brasilella grandis</i> (Lindl. & Paxton) Gutfreund	Herb	T,U	Ento	S	Abio	H	1, 2
	<i>Brasiliorchis chrysantha</i> (Barb. Rodr.) R.B.Singer et al.	Herb	U	Ento	S	Abio	H	
	<i>Brasiliorchis marginata</i> (Lindl.) R.B.Singer et al.	Herb	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Brassavola tuberculata</i> Hook.	Herb	T,U	Ento	S	Abio	H	
	<i>Brassia arachnoidea</i> Barb. Rodr.	Herb	U	Ento	S	Abio	H	1, 2
	<i>Campylocentrum aciculatum</i> (Rchb.f. & Warm.) Cogn.	Herb	N	Ento	S	Abio	H	
	<i>Campylocentrum micranthum</i> (Lindl.) Rolfe	Herb	U	Ento	S	Abio	H	
	<i>Campylocentrum sellowii</i> (Rchb.f.) Rolfe	Herb	T,U	Ento	S	Abio	H	
	<i>Catasetum discolor</i> (Lindl.) Lindl.	Herb	T,N	Ento	S	Abio	H	
	<i>Catasetum luridum</i> Lindl.	Herb	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Catasetum mattosianum</i> Bicalho	Herb	U	Ento	S	Abio	H	1, 2

Família	Espécie	Hábito	Fisionomia	Polinização	Fruto	Dispersão	Sist. Sexual	Status
	<i>Cattleya guttata</i> Lindl.	Herb	T,U	Ento	S	Abio	H	1, 2
	<i>Christensonella ferdinandiana</i> (Barb.Rodr.) Szlach. et al.	Herb	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Christensonella pumila</i> (Hook.) Szlach. et al.	Herb	T,U	Ento	S	Abio	H	
	<i>Christensonella subulata</i> (Lindl.) Szlach. et al.	Herb	T,U	Ento	S	Abio	H	
	<i>Cleistes libonii</i> (Rchb.f.) Schltr.	Herb	N,V	Ento	S	Abio	H	
	<i>Coryanthes speciosa</i> Hook.	Herb	T	Ento	S	Abio	H	1
	<i>Cyrtopodium flavum</i> Link & Otto ex Rchb.f.	Herb	U,N					
	<i>Cyrtopodium gigas</i> (Vell.) Hoehne	Herb	T	Ento	S	Abio	H	1
	<i>Cyrtopodium holstii</i> L.C.Menezes	Herb	T,U	Ento	S	Abio	H	1
	<i>Dichaea pendula</i> (Aubl.) Cogn.	Herb	T,U	Ento	S	Abio	H	
	<i>Dichaea trulla</i> Rchb.f.	Herb	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Dimerandra emarginata</i> (G.Mey.) Hoehne	Herb	T	Ento	S	Abio	H	1
	<i>Dryadella aviceps</i> (Rchb.f.) Luer	Herb	T,U	Ento	S	Abio	H	
	<i>Eltropectris calcarata</i> (Sw.) Garay & Sweet	Herb	T,U,N	Ento	S	Abio	H	1
	<i>Eltropectris triloba</i> (Lindl.) Pabst	Herb	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Encyclia oncidioides</i> (Lindl.) Schltr.	Herb	U	Ento	S	Abio	H	
	<i>Encyclia patens</i> Hook.	Herb	U	Ento	S	Abio	H	
	<i>Epidendrum anceps</i> Jacq.	Herb	T,U	Ento	S	Abio	H	
	<i>Epidendrum campaccii</i> Häsater & L.Sánchez	Herb	U	Ento	S	Abio	H	
	<i>Epidendrum carophorum</i> Barb.Rodr.	Herb	U	Ento	S	Abio	H	1
	<i>Epidendrum compressum</i> Griseb.	Herb	U	Ento	S	Abio	H	
	<i>Epidendrum coronatum</i> Ruiz & Pav.	Herb	T	Ento	S	Abio	H	1
	<i>Epidendrum cristatum</i> Ruiz & Pav.	Herb	U	Ento	S	Abio	H	1
	<i>Epidendrum densiflorum</i> Hook.	Herb	U	Ento	S	Abio	H	
	<i>Epidendrum denticulatum</i> Barb.Rodr.	Herb	N,V	Ento	S	Abio	H	
	<i>Epidendrum flexuosum</i> G.Mey.	Herb	T,N	Ento	S	Abio	H	1
	<i>Epidendrum latilabre</i> Lindl.	Herb	U	Ento	S	Abio	H	
	<i>Epidendrum nocturnum</i> Jacq.	Herb	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Epidendrum rigidum</i> Jacq.	Herb	T,U	Ento	S	Abio	H	
	<i>Epidendrum strobiliferum</i> Rchb.f.	Herb	U	Ento	S	Abio	H	
	<i>Epistephium lucidum</i> Cogn.	Herb	T,N	Ento	S	Abio	H	
	<i>Galeottia ciliata</i> (Morel) Dressler & Christenson	Herb	U	Ento	S	Abio	H	1
	<i>Gongora quinqueris</i> Ruiz & Pav.	Herb	U	Ento	S	Abio	H	1
	<i>Habenaria fluminensis</i> Hoehne	Herb	N,V	Ento	S	Abio	H	
	<i>Habenaria nabucoi</i> Ruschi	Herb	V	Ento	S	Abio	H	
	<i>Heterotaxis brasiliensis</i> (Brieger & Illg) F.Barros	Herb	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Koellensteinia altissima</i> Pabst	Herb	U,N	Ento	S	Abio	H	

Família	Espécie	Hábito	Fisionomia	Polinização	Fruto	Dispersão	Sist. Sexual	Status
	<i>Lopharis pumila</i> (Lindl.) Braem	Herb	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Macradenia rubescens</i> Barb.Rodr.	Herb	T	Ento	S	Abio	H	1
	<i>Macroclinium</i> sp.	Herb	U					
	<i>Maxillaria robusta</i> Barb.Rodr.	Herb	U	Ento	S	Abio	H	1
	<i>Miltonia moreliana</i> A.Rich.	Herb	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Mormolyca rufescens</i> (Lindl.) M.A.Blanco	Herb	T,U	Ento	S	Abio	H	
	<i>Myoxanthus exasperatus</i> (Lindl.) Luer	Herb	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Nemaconia striata</i> (Lindl.) van den Berg et al.	Herb	U	Ento	S	Abio	H	
	<i>Notylia microchila</i> Cogn.	Herb	T	Ento	S	Abio	H	1, 2
	<i>Notylia pubescens</i> Lindl.	Herb	T,U	Ento	S	Abio	H	
	<i>Octomeria sagittata</i> (Rchb.f.) Garay	Herb	U	Ento	S	Abio	H	
	<i>Oncidium baueri</i> Lindl.	Herb	U	Ento	S	Abio	H	
	<i>Pabstiella fusca</i> (Lindl.) Chiron & Xim.Bols.	Herb	T,U	Ento	S	Abio	H	
	<i>Pabstiella parvifolia</i> (Lindl.) Luer	Herb	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Paradisanthus micranthus</i> (Barb.Rodr.) Schltr.	Herb	U	Ento	S	Abio	H	
	<i>Polystachya concreta</i> (Jacq.) Garay & Sweet	Herb	T,U	Ento	S	Abio	H	
	<i>Polystachya foliosa</i> (Lindl.) Rchb.f.	Herb	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Polystachya hoehneana</i> Kraenzl.	Herb	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Prosthechea fragrans</i> (Sw.) W.E.Higgins	Herb	U	Ento	S	Abio	H	
	<i>Prosthechea pygmaea</i> (Hook.) W.E.Higgins	Herb	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Rodriguezia obtusifolia</i> (Lindl.) Rchb.f.	Herb	T,V	Ento	S	Abio	H	1
	<i>Rodriguezia venusta</i> Rchb.f.	Herb	U	Ento	S	Abio	H	
	<i>Sacola lanceolata</i> (Aubl.) Garay	Herb	T,U,N,V	Ento	S	Abio	H	
	<i>Scaphyglottis emarginata</i> (Garay) Dressler	Herb	U	Ento	S	Abio	H	
	<i>Scaphyglottis livida</i> (Lindl.) Schltr.	Herb	T,U	Ento	S	Abio	H	
	<i>Scaphyglottis modesta</i> (Rchb.f.) Schltr.	Herb	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Sobralia liliastrum</i> Salzm. ex Lindl.	Herb	N	Ento	S	Abio	H	1
	<i>Sobralia sessilis</i> Lindl.	Herb	U,N	Ento	S	Abio	H	
	<i>Sobralia</i> sp. nov. (C.N.Fraga 597)	Herb	U					
	<i>Sophranitis cernua</i> Lindl.	Herb	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Specklinia grobyi</i> (Batem. ex Lindl.) F.Barros	Herb	T,U	Ento	S	Abio	H	
	<i>Stelis amoena</i> Pridgeon & M.W.Chase	Herb	T,U	Ento	S	Abio	H	
	<i>Stelis intermedia</i> Poepp. & Endl.	Herb	T,U	Ento	S	Abio	H	
	<i>Stelis susanensis</i> (Hoehne) Pridgeon & M.W.Chase	Herb	T	Ento	S	Abio	H	1
	<i>Trichocentrum fuscum</i> Lindl.	Herb	T	Ento	S	Abio	H	1
	<i>Trigonidium acuminatum</i> Batem. ex Lindl.	Herb	T	Ento	S	Abio	H	1
	<i>Trigonidium latifolium</i> Lindl.	Herb	T,U	Ento	S	Abio	H	1

Família	Espécie	Hábito	Fisionomia	Polinização	Fruto	Dispersão	Sist. Sexual	Status
	<i>Tripchora amazonica</i> Schltr.	Herb	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Trizeuxis falcata</i> Lindl.	Herb	T	Ento	S	Abio	H	1
	<i>Uleiarchis ulei</i> (Cogn.) Handro	Herb	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Vanilla bahiana</i> Hoehne	Herb	U,N	Ento	S	Abio	H	
	<i>Vanilla charmissonis</i> Klotzsch	Herb	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Vanilla</i> sp.nov. (G.S.Siqueira 720)	Herb	T					
	<i>Warczewiczella wailiesiana</i> (Lindl.) Rchb.f. ex E.Morren	Herb	T					1
Orobanchaceae	<i>Zygostates lunata</i> Lindl.	Herb	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Buchnera amethystina</i> Cham. & Schltdl.	Herb	T,N,V	Ento	S	Abio	H	
Oxalidaceae	<i>Esterhazyia splendida</i> J.C.Mikan	Arb	N					
	<i>Oxalis barrelieri</i> L.	Herb	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Oxalis newwiedii</i> Zucc.	Herb	T,U	Ento	C	Bio	H	
	<i>Oxalis polymorpha</i> Mart. ex Zucc.	Herb	T	Ento	C	Bio	H	
Passifloraceae	<i>Mitostemma glaziovii</i> Mast.	trep-Li	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Passiflora alata</i> Curtis	trep-Li	T,V	Ento	C	Bio	H	
	<i>Passiflora ceratocarpa</i> F.Silveira	trep-Li	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Passiflora edulis</i> Sims	trep-Li	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Passiflora foetida</i> var. <i>hirsuta</i> Mast.	trep-Li	T,U	Ento	C	Bio	H	
	<i>Passiflora kermesina</i> Link & Otto	trep-Li	T,U	Ento	C	Bio	H	
	<i>Passiflora miersii</i> Mast.	trep-Li	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Passiflora misera</i> Kunth	trep-Li	T,U	Ento	C	Bio	H	
	<i>Passiflora ovalis</i> Vell. ex M.Roem.	trep-Li	T,U	Ento	C	Bio	H	
	<i>Passiflora rhamnifolia</i> Mast.	trep-Li	N	Ento	C	Bio	H	
	<i>Passiflora silvestris</i> Vell.	trep-Li	T,N	Ento	C	Bio	H	
	<i>Passiflora speciosa</i> Gardner	trep-Li	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Passiflora suberosa</i> L.	trep-Li	T	Ento	C	Bio	H	
Pentaptylaccaceae	<i>Ternstroemia brasiliensis</i> Cambess.	Arb	U,N	Ento	C	Bio	D	
Peraceae	<i>Chaetocarpus myrsinites</i> Baill.	Arv	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Pera furfuracea</i> Müll. Arg.	Arv	N	Ento	C	Bio	M	
	<i>Pera glabrata</i> (Schott) Poepp. ex Baill.	Arv	T,U,N	Ento	C	Abio	M	
	<i>Pera heteranthera</i> (Schrank) I.M.Johnst.	Arv	T,U	Ento	S	Bio	M	
Phyllanthaceae	<i>Pogonophora schomburgkiana</i> Miers ex Benth.	Arv	T,U	Ento	Bio	Bio	D	
	<i>Hyerorima alchornooides</i> Allemão	Arv	T,U	Ento	C	Bio	D	
	<i>Hyerorima oblonga</i> (Tul.) Müll. Arg.	Arv	T,N	Ento	C	Bio	D	
	<i>Margaritaria nobilis</i> L.f.	Arv	T	Ento, Ornito		Bio	M	
	<i>Phyllanthus cladotrichus</i> Müll. Arg.	Herb	T	Ento, Ornito	C	Bio	M	
	<i>Phyllanthus niruri</i> L.	Herb	T	Ento, Ornito	C	Bio	M	

Família	Espécie	Hábito	Fisionomia	Polinização	Fruto	Dispersão	Sist. Sexual	Status
Phytolaccaceae	<i>Phyllanthus tenellus</i> Roxb.	Herb	T,U	Ento	C		H	
	<i>Galliesia integrifolia</i> (Spreng.) Harms	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Microtea maypurensis</i> (Kunth) G.Don	Herb	N		C	Abio	H	
	<i>Microtea paniculata</i> Moq.	Herb	T,U,N	Ento	C	Bio	H	
	<i>Phytolacca thyrsoiflora</i> Fenzl. ex J.A.Schmidt	Arb	T,U,V		S	Bio	H	
	<i>Seguieria aculeata</i> Jacq.	trep-Li	T,U	Ento	C	Bio	D	
	<i>Picramnia ciliata</i> Mart.	Arv	T	Ento	C	Bio	D	
	<i>Picramnia gardneri</i> Planch.	Arv	T	Ento	C	Bio	D	
	<i>Picramnia ramiflora</i> Planch.	Arv	T	Ento	C	Bio	D	
	<i>Peperomia corcovadensis</i> Gardner	Herb	T	Ento	C	Bio	H	
Piperaceae	<i>Peperomia elongata</i> Kunth	Herb	T,N	Ento	C	Bio	H	
	<i>Peperomia macrostachya</i> (Vahl) A.Dietr.	Herb	U	Ento	C	Bio	H	
	<i>Peperomia magnolifolia</i> (Jacq.) A.Dietr.	Herb	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Peperomia obtusifolia</i> (L.) A.Dietr.	Herb	T,U	Ento	C	Bio	H	
	<i>Peperomia pellucida</i> (L.) Kunth	Herb	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Peperomia psilostachya</i> C.DC.	Herb	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Peperomia psilostachya</i> var. <i>angustifolia</i> C.DC.	Herb	T,U		C			
	<i>Peperomia regelii</i> C.DC.	Herb	T	Ento	C	Bio	H	1
	<i>Peperomia trinervis</i> Ruiz & Pav.	Herb	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Piper aduncum</i> L.	Arb	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Piper amalago</i> L.	Arb	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Piper amalago</i> var. <i>medium</i> (Jacq.) Yunck.	Arb	T		C			
	<i>Piper amplum</i> Kunth	Arb	T,N	Ento	C	Bio	H	
	<i>Piper anonifolium</i> Kunth	Arb	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Piper arboreum</i> Aubl.	Arb	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Piper arboreum</i> Aubl. var. <i>arboreum</i>	Arb	T,U		C			
	<i>Piper arboreum</i> var. <i>falcifolium</i> (Trel.) Yunck.	Arb	T		C			
	<i>Piper arboreum</i> var. <i>hirtellum</i> Yunck.	Arb	T		C			
Piperaceae	<i>Piper caldense</i> C.DC.	Arb	T,V	Ento	C	Bio	H	
	<i>Piper chimonanthifolium</i> Kunth	Arb	V	Ento	C	Bio	H	
	<i>Piper corcovadensis</i> (Miq.) C.DC.	Arb	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Piper divaricatum</i> G.Mey.	Arb	V	Ento	C	Bio	H	
	<i>Piper gaudichaudianum</i> Kunth	Arb	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Piper glabibracteum</i> Yunck.	Arb	T	Ento	C	Abio	H	
	<i>Piper hispidum</i> Sw.	Arb	V	Ento	S	Bio	H	
	<i>Piper ilheusense</i> Yunck.	Arb	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Piper juliflorum</i> Nees & Mart.	Arb	T,U	Ento	C	Bio	H	1, 2

Família	Espécie	Hábito	Fisionomia	Polinização	Fruto	Dispersão	Sist. Sexual	Status
	<i>Piper klotzschianum</i> (Kunth) C.DC.	Arb	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Piper mollicomum</i> Kunth	Arb	T,V	Ento	C	Bio	H	
	<i>Piper ovatum</i> Vahl	Arb	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Piper subrugosum</i> Yunck.	Arb	T	Ento	C	Bio	H	1
	<i>Piper umbellatum</i> L.	Arb	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Piper vicosanum</i> Yunck.	Arb	T	Ento	C	Bio	H	1
Plantaginaceae	<i>Achetaria ocyroides</i> (Cham. & Schltdl.) Wettst.	Herb	T,N,V	Ento	S	Abio	H	
	<i>Achetaria platychila</i> (Radlk.) V.C.Souza	Herb	U,N	Ento	S	Abio	H	
	<i>Achetaria scutellarioides</i> (Benth.) Wettst.	Herb	N	Ento	S	Abio	H	
	<i>Bacopa aquatica</i> Aubl.	Herb	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Bacopa stricta</i> (Schrad.) Wettst. ex Edwall	Herb	V	Anemo	S	Abio	H	
	<i>Callitriche deflexa</i> A.Braun ex Hegelm.	Herb	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Conohea scoparioides</i> (Cham. & Schltdl.) Benth.	Herb	T,V	Ento	S	Abio	H	
	<i>Scoparia dulcis</i> L.	Herb	T,V	Ento	S	Abio	H	
	<i>Stemodia durantifolia</i> (L.) Sw.	Herb	V	Ento	S	Abio	H	
	<i>Stemodia foliosa</i> Benth.	Herb	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Stemodia maritima</i> L.	Herb	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Stemodia pratensis</i> (Aubl.) C.P.Cowan	Herb	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Stemodia vandellioides</i> (Benth.) V.C.Souza	Herb	T	Ento	S	Abio	H	
Plumbaginaceae	<i>Plumbago scandens</i> L.	Herb	V	Anemo	S	Abio	H	
Poaceae	<i>Andropogon bicornis</i> L.	Herb	V	Anemo	S	Abio	H	
	<i>Andropogon selleanus</i> (Hack.) Hack.	Herb	N	Anemo	S	Abio	H	
	<i>Attractantha shepheriana</i> Santos-Gonc., Flig. & L.G. Clark	Herb	T	Anemo	S	Abio	H	
	<i>Axonopus fissifolius</i> (Raddi) Kuhlth.	Herb	N	Anemo	S	Abio	H	
	<i>Cenchrus echinatus</i> L.	Herb	T	Anemo	S	Abio	H	
	<i>Cenchrus polystachios</i> (L.) Morrone	Herb	T	Anemo	S	Abio	H	
	<i>Chloris elata</i> Desv.	Herb	T	Anemo	S	Abio	H	
	<i>Chusquea bambusoides</i> (Raddi) Hack.	Herb	T	Anemo	S	Abio	H	
	<i>Chusquea oxylepis</i> (Hack.) Ekman	Herb	T	Anemo	S	Abio	H	
	<i>Colantheia McClure & L.B.Sm.</i>	Herb	T	Anemo	S	Abio	H	
	<i>Cryptochloa capillata</i> (Trin.) Soderstr.	Herb	T,U	Anemo	S	Abio	H	1
	<i>Cynodon dactylon</i> (L.) Pers.	Herb	T,U	Anemo	S	Abio	H	
	<i>Dichantheium sciurotoides</i> (Zuloaga & Morrone) Davidse	Herb	T,V	Anemo	S	Abio	H	
	<i>Digitaria sejuncta</i> (Hack. ex Pilg.) Henrard	Herb	T,V	Anemo	S	Abio	H	
	<i>Echinolaena inflexa</i> (Poir.) Chase	Herb	T,V	Anemo	S	Abio	H	
	<i>Eragrostis articulata</i> (Schrank) Nees	Herb	T,N	Anemo	S	Abio	H	
	<i>Eragrostis ciliaris</i> (L.) R.Br.	Herb	N	Anemo	S	Abio	H	

Família	Espécie	Hábito	Fisionomia	Polinização	Fruto	Dispersão	Sist. Sexual	Status
	<i>Eragrostis rufescens</i> Schrad. ex Schult.	Herb	T,N	Anemo	S	Abio	H	
	<i>Eremitis</i> sp.	Herb	T					
	<i>Eriochloa punctata</i> (L.) Desv. ex Ham.	Herb	T	Anemo	S	Abio	H	
	<i>Eriochrysis cayennensis</i> P. Beauv.	Herb	V	Anemo	S	Abio	H	
	<i>Eustachys caribaea</i> (Spreng.) Herter	Herb	T					
	<i>Hymenachne pernambucensis</i> (Spreng.) Zuloaga	Herb	V					
	<i>Ichnananthus bambusiflorus</i> (Trin.) Döll	Herb	T,N	Anemo	S	Abio	H	1
	<i>Ichnananthus hirtus</i> (Raddi) Chase	Herb	T,U	Anemo	S	Abio	H	
	<i>Ichnananthus lancifolius</i> Mez	Herb	T,U	Anemo	S	Abio	H	
	<i>Ichnananthus leiocarpus</i> (Spreng.) Kunth	Herb	T,U	Anemo	S	Abio	H	
	<i>Ichnananthus nemoralis</i> (Schrad. ex Schult.) Hitchc. & Chase	Herb	T,U,V	Anemo	S	Abio	H	
	<i>Ichnananthus pallens</i> (Sw.) Munro ex Benth.	Herb	T,V	Anemo	S	Abio	H	
	<i>Ichnananthus riedelii</i> (Trin.) Döll	Herb	T,U	Anemo	S	Abio	H	
	<i>Imperata brasiliensis</i> Trin.	Herb	T	Anemo	S	Abio	H	
	<i>Lasiacis ligulata</i> Hitchc. & Chase	Herb	T,U	Anemo	S	Abio	H	
	<i>Luziola bahiensis</i> (Steud.) Hitchc.	Herb	T	Anemo	S	Abio	H	
	<i>Merostachys sparsiflora</i> Rupr.	Herb	T,U	Anemo	S	Abio	H	
	<i>Merostachys ternata</i> Nees	Herb	V					
	<i>Ocelochloa stolonifera</i> (Poir.) Zuloaga & Morrone	Herb	T,U,N	Anemo	S	Abio	H	
	<i>Olyra latifolia</i> L.	Herb	T	Anemo	S	Abio	H	
	<i>Oplismenus hirtellus</i> (L.) P. Beauv.	Herb	T					
	<i>Parodiolyra micrantha</i> (Kunth) Davidse & Zuloaga	Herb	T,U	Anemo	S	Abio	H	
	<i>Paspalum arenarium</i> Schrad.	Herb	U,N	Anemo	S	Abio	H	
	<i>Paspalum conjugatum</i> P.J.Bergius	Herb	N	Anemo	S	Abio	H	
	<i>Paspalum conspersum</i> Schrad.	Herb	T	Anemo	S	Abio	H	
	<i>Paspalum corcovadense</i> Raddi	Herb	T,N,V	Anemo	S	Abio	H	
	<i>Paspalum coryphaeum</i> Trin.	Herb	N					
	<i>Paspalum densum</i> Poir.	Herb	T,U,N	Anemo	S	Abio	H	
	<i>Paspalum ligulare</i> Nees	Herb	T,U,N					
	<i>Paspalum maritimum</i> Trin.	Herb	T	Anemo	S	Abio	H	
	<i>Paspalum millegrana</i> Schrad. ex Schult.	Herb	T,V					
	<i>Paspalum molle</i> Poir.	Herb	T	Anemo	S	Abio	H	
	<i>Paspalum multicaule</i> Poir.	Herb	N	Anemo	S	Abio	H	
	<i>Paspalum nummularium</i> Chase ex Send. & A.G.Burm.	Herb	T	Anemo	S	Abio	H	
	<i>Paspalum paniculatum</i> L.	Herb	T	Anemo	S	Abio	H	
	<i>Paspalum parviflorum</i> Rhode ex Flügge	Herb	N	Anemo	S	Abio	H	
	<i>Paspalum pilosum</i> Lam.	Herb	N	Anemo	S	Abio	H	

Família	Espécie	Hábito	Fisionomia	Polinização	Fruto	Dispersão	Sist. Sexual	Status
	<i>Paspalum pumilum</i> Nees	Herb	T,N	Anemo	S	Abio	H	
	<i>Pharus lappulaceus</i> Aubl.	Herb	T	Anemo	S	Abio	H	
	<i>Pharus latifolius</i> L.	Herb	T	Anemo	S	Abio	H	
	<i>Raddia lancifolia</i> R.P.Oliveira & Longhi-Wagner	Herb	T	Anemo	S	Abio	H	3
	<i>Raddia megaphylla</i> R.P.Oliveira & Longhi-Wagner	Herb	T	Anemo	S	Abio	H	
	<i>Renvoizea trinii</i> (Kunth) Zuloaga & Morrone	Herb	N	Anemo	S	Abio	H	
	<i>Rugola pilosa</i> (Sw.) Zuloaga	Herb	T,N	Anemo	S	Abio	H	
	<i>Saccharum villosum</i> Steud.	Herb	V	Anemo	S	Abio	H	
	<i>Sacciolepis vilvoidea</i> (Trin.) Chase	Herb	V	Anemo	S	Abio	H	
	<i>Schizachyrium sanguineum</i> (Retz.) Alston	Herb	N	Anemo	S	Abio	H	
	<i>Setaria parviflora</i> (Poir.) Kerguelen	Herb	T	Anemo	S	Abio	H	
	<i>Setaria setosa</i> (Sw.) P.Beauv.	Herb	T	Anemo	S	Abio	H	
	<i>Setaria vulpiseta</i> (Lam.) Roem. & Schult.	Herb	T	Anemo	S	Abio	H	
	<i>Sporobolus jacquemontii</i> Kunth	Herb	U	Anemo	S	Abio	H	
	<i>Steinchisma laxum</i> (Sw.) Zuloaga	Herb	N	Anemo	S	Abio	H	
	<i>Streptochaeta spicata</i> Schrad. ex Nees	Herb	T	Anemo	S	Abio	H	1
	<i>Streptogyna americana</i> C. E. Hubb.	Herb	T	Anemo	S	Abio	H	
	<i>Trichanthecium cyanescens</i> (Nees ex Trin.) Zuloaga & Morrone	Herb	N	Anemo	S	Abio	H	
	<i>Trichanthecium schwackeanum</i> (Mez) Zuloaga & Morrone	Herb	T	Anemo	S	Abio	H	
Polygonaceae	<i>Acanthocladius pulcherrimus</i> (Kuhlím.) J.F.B. Pastore & D.B.O.S. Cardoso	Arv	T	Ento, Anemo	S	Bio	H	
	<i>Asemeia monninoidea</i> (Kunth) J.F.B. Pastore & J.R. Abbott	Herb	U					
	<i>Bredemeyera disperma</i> (Vell.) J.F.B. Pastore	Arb	T,U,N,V	Ento	C	Bio	H	
	<i>Bredemeyera hebeclada</i> (DC.) J.F.B. Pastore	Arb	T,U,N	Ento	C	Bio	H	
	<i>Bredemeyera laurifolia</i> (A. St. - Hil. & Moq.) Klotzsch ex A. W. Benn.	Arb	T,U	Ento	C	Bio	H	
	<i>Caemembeca grandifolia</i> (A. St. - Hil. & Moq.) J.F.B. Pastore	Herb	T	Ento	C	Abio	H	
	<i>Diclidanthera laurifolia</i> Mart.	trep-Li	T	Ento	C	Abio	H	
	<i>Polygala paniculata</i> L.	Herb	T,U,N	Ento	S	Abio	H	
	<i>Securidaca coriacea</i> Bonpl.	Arb	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Securidaca diversifolia</i> (L.) S.F. Blake	Arb	T	Ento	S	Abio	H	
Polygonaceae	<i>Coccoloba arborescens</i> (Vell.) R.A. Howard	trep-Li	U,N	Ento	S	Abio	H	
	<i>Coccoloba declinata</i> (Vell.) Mart.	Arb	T,U,N	Ento	S	Abio	H	
	<i>Coccoloba laevis</i> Casar.	Arb	N	Ento	S	Abio	H	
	<i>Coccoloba parimensis</i> Benth.	trep-Li	U	Ento	S	Abio	H	
	<i>Coccoloba peltata</i> Schott	trep-Li	T,V	Ento	S	Abio	H	
	<i>Coccoloba tenuiflora</i> Lindau	Arv	T	Ento	S	Abio	H	

Família	Espécie	Hábito	Fisionomia	Polinização	Fruto	Dispersão	Sist. Sexual	Status
	<i>Coccoloba warmingii</i> Meisn.	Arv	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Polygonum acuminatum</i> Kunth	Herb	T,V	Ento	S	Abio	H	
	<i>Ruprechtia latifunda</i> Pendra	Arv	T,U	Ento	S	Abio	H	
Pontederiaceae	<i>Eichhornia azurea</i> (Sw.) Kunth	Herb	V	Ento	S	Abio	D	
Portulacaceae	<i>Portulaca mucronata</i> Link	Herb	T,U,N	Ento	S	Abio	H	
	<i>Portulaca oleracea</i> L.	Herb	T	Ento	S	Abio	H	
Potamogetonaceae	<i>Potamogeton linguatus</i> Hagstr.	Herb	V	Anemo	S	Bio	H	
	<i>Potamogeton montevidensis</i> A.Benn.	Herb	V	Anemo	S	Bio	H	
Primulaceae	<i>Clavija caloneura</i> Mart.	Arb	T	Anemo	C		H	
	<i>Cybianthus blanchetii</i> (A.DC.) G.Agostini	Arb	T				H	
	<i>Cybianthus brasiliensis</i> (Mez) G.Agostini	Arb	T,N,V				H	
	<i>Cybianthus nitidus</i> Miq.	Arb	T				H	
	<i>Myrsine coriacea</i> (Sw.) R.Br. ex Roem. & Schult.	Arv	T			Bio	H	
	<i>Myrsine guianensis</i> (Aubl.) Kuntze	Arv	N,V	Anemo	C	Bio	H	
	<i>Myrsine leuconeura</i> Mart.	Arv	T,V	Anemo	C	Abio	H	
	<i>Myrsine rubra</i> M.F.Freitas & Kin.-Gouv.	Arv	T,V	Anemo	C	Abio	H	
Proteaceae	<i>Roupala</i> sp.	Arv	T					
Putranjivaceae	<i>Drypetes sessiliflora</i> Allemão	Arv	T					
Quinaceae	<i>Lacunaria crenata</i> subsp. <i>decastyla</i> (Radlk.) J.V. Schneid. & Zizka	Arv	T					
	<i>Quiina glazovii</i> Engl.	Arv	T					
Ranunculaceae	<i>Clematis dioica</i> L.	trep-Li	T,N	Ento	S	Abio	D	
Rhamnaceae	<i>Gouania blanchetiana</i> Miq.	trep-Li	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Rhamnidium glabrum</i> Reissek	Arv	T	Ento	C	Bio	D	2
	<i>Ziziphus glaziovii</i> Warm.	Arv	T	Ento	C	Bio	D	
Rosaceae	<i>Prunus brasiliensis</i> (Cham. & Schltdl.) D.Dietr.	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
Rubiaceae	<i>Alibertia</i> sp.	Arv	T,V					
	<i>Alseis involuta</i> K.Schum.	Arv	T	Ento	C	Bio	H	2
	<i>Amaioua guianensis</i> Aubl.	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Amaioua intermedia</i> Mart. ex Schult. & Schult.f.	Arv	T,U,N	Ento	C	Bio	D	
	<i>Bathysa stipulata</i> (Vell.) C.Presl	Arb	T	Ento	C	Bio	D	
	<i>Borreria capitata</i> (Ruiz & Pav.) DC.	Herb	U,N	Ento	S	Abio	H	
	<i>Borreria cupularis</i> DC.	Herb	U	Ento	S	Abio	H	
	<i>Borreria latifolia</i> (Aubl.) K.Schum.	Herb	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Borreria ocyimifolia</i> (Roem. & Schult.) Bacigalupo & E.L.Cabral	Herb	T,N,V	Ento	S	Abio	H	
	<i>Borreria verticillata</i> (L.) G.Mey.	Herb	T,U,N,V	Ento	S	Abio	H	
	<i>Calycophyllum papillosum</i> J.H.Kirkbr.	Arv	T	Ento	S	Bio	H	

Família	Espécie	Hábito	Fisionomia	Polinização	Fruto	Dispersão	Sist. Sexual	Status
	<i>Carapichea ipecacuanha</i> (Brot.) L. Andersson	Herb	T	Ento	C	Bio	H	2
	<i>Chiococca nitida</i> Benth.	Arb	T,U,N	Ento	C	Bio	H	
	<i>Chomelia pubescens</i> Cham. & Schltdl.	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Coccyzselum anomalum</i> K.Schum.	Herb	V	Ento	C	Bio	H	
	<i>Coccyzselum capitatum</i> (Graham) C.B.Costa & Mamede	Herb	T,N,V	Ento	C	Bio	H	
	<i>Coccyzselum cordifolium</i> Nees & Mart.	Herb	T,U	Ento	C	Bio	H	
	<i>Cordia concolor</i> (Cham.) Kuntze	Arv	T,U	Ento	C	Abio	H	
	<i>Cordia mussumungae</i> C. Perss. & Delprete	Arv	U,N	Ento	C	Abio	H	
	<i>Coussarea contracta</i> (Walp.) Müll. Arg.	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Coussarea leptopus</i> Müll. Arg.	Arv	T	Ento	S	Bio	H	
	<i>Coutarea hexandra</i> (Jacq.) K.Schum.	Arv	T,U	Ento	C	Bio	H	
	<i>Declieuxia tenuiflora</i> (Willd. ex Roem. & Schult.) Steyerl. & J.H.Kirkbr.	Herb	T,U,N	Ento	C	Bio	H	
	<i>Diodella teres</i> (Walter) Small	Herb	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Duroia valesca</i> C.H.Perss. & Delprete	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Emmeorhiza umbellata</i> (Spreng.) K.Schum.	Arb	U,N,V	Ento	C	Bio	D	
	<i>Farearea atlantica</i> J.G.Jardim & Zappi	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Farearea axilliflora</i> DC.	Arb	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Farearea bahiensis</i> Müll. Arg.	Arv	T	Ento	C	Bio	H	2
	<i>Farearea multiflora</i> A.Rich. ex DC.	Arb	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Farearea pachyantha</i> Müll. Arg.	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Ferdinandusa guainiae</i> Spruce ex K.Schum.	Arv	T,U	Ento	C	Bio	H	
	<i>Genipa infundibuliformis</i> Zappi & Semir	Arv	T	Ento	C	Bio	H	1
	<i>Geophila repens</i> (L.) I.M.Johnst.	Herb	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Guettarda angelica</i> Mart. ex Müll. Arg.	Arv	T,U	Ento	C	Bio	H	
	<i>Guettarda viburnoides</i> Cham. & Schltdl.	Arv	U	Ento	C	Bio	H	
	<i>Hamelia patens</i> Jacq.	Arb	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Hillia illustris</i> (Vell.) K.Schum.	trep-Li	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Ixora brevifolia</i> Benth.	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Ixora pubescens</i> Willd. ex Schult. & Schult. f.	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Ladenbergia hexandra</i> (Pohl) Klotzsch	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Margaritopsis cephalantha</i> (Müll. Arg.) C.M.Taylor	Arb	T,N	Ento	C	Bio	H	
	<i>Margaritopsis chaenotricha</i> (DC.) C.M.Taylor	Arb	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Melanopsidium nigrum</i> Colla	Arv	T	Ento	C	Bio	H	2
	<i>Mitracarpus frigidus</i> (Willd. ex Roem. & Schult.) K.Schum.	Herb	N	Ento	C	Bio	D	
	<i>Mitracarpus frigidus</i> (Willd. ex Roem. & Schult.) K.Schum. var. <i>frigidus</i>	Herb	T,V	Ento	C	Bio	D	

Família	Espécie	Hábito	Fisionomia	Polinização	Fruto	Dispersão	Sist. Sexual	Status
	<i>Mitracarpus salzmanianus</i> DC.	Herb	N					
	<i>Molopanthera paniculata</i> Turcz. var. <i>paniculata</i>	Arv	T					
	<i>Oldenlandia salzmannii</i> (DC.) Benth. & Hook. f. ex B.D.Jacks.	Herb	V					
	<i>Pogamea guianensis</i> Aubl.	Arb	U,N	Ento	C	Bio	H	
	<i>Palaicourea blanchetiana</i> Schtdl.	Arb	T,U,N	Ento	C	Bio	D	
	<i>Palaicourea fulgens</i> (Müll. Arg.) Standl.	Arb	T	Ento	C	Bio	H	2
	<i>Palaicourea macrobotrys</i> (Ruiz & Pav.) Schult.	Arb	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Palaicourea marcgravii</i> A.St. -Hil.	Arb	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Perema hirsuta</i> Aubl.	Herb	T,N	Ento	C	Bio	H	
	<i>Posoqueria latifolia</i> (Rudge) Schult.	Arv	T,N	Ento	C	Bio	H	
	<i>Psychotria bahiensis</i> DC.	Arb	U,N	Ento	C	Bio	H	
	<i>Psychotria carthagenensis</i> Jacq.	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Psychotria deflexa</i> DC.	Arb	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Psychotria exannulata</i> Müll.Arg.	Arb	T					
	<i>Psychotria gracilentia</i> Müll. Arg.	Arb	T,U	Ento	C	Bio	H	
	<i>Psychotria hoffmannseggiana</i> (Willd. ex Schult.) Müll. Arg.	Arb	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Psychotria iodotricha</i> Müll. Arg.	Herb	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Psychotria lupulina</i> Benth.	Arb	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Psychotria mapourioides</i> DC.	Arv	T,N,V	Ento	C	Bio	H	
	<i>Psychotria myriantha</i> Müll. Arg.	Herb	T,N	Ento	C	Bio	H	
	<i>Psychotria ruellifolia</i> (Cham. & Schtdl.) Müll. Arg.	Arb	T					
	<i>Psychotria stachyoides</i> Benth.	Arb	T,N,V	Ento	C	Bio	H	
	<i>Randia armata</i> (Sw.) DC.	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Randia calycina</i> Cham.	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Richardia brasiliensis</i> Gomes	Herb	U	Ento	C	Bio	H	
	<i>Richardia grandiflora</i> (Cham. & Schtdl.) Steud.	Herb	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Richardia scabra</i> L.	Herb	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Rudgea coronata</i> (Vell.) Müll.Arg.	Arb	T,U	Ento	C	Bio	H	2
	<i>Rudgea francavillana</i> Müll. Arg.	Arb	U,N	Ento	C	Bio	H	
	<i>Rudgea minor</i> (Cham.) Standl.	Arb	N	Ento	C	Bio	H	1
	<i>Rudgea reticulata</i> Benth.	Arv	T	Ento	C	Bio	H	1
	<i>Rudgea sessilis</i> (Vell.) Müll.Arg.	Arb	U,N	Ento	C	Bio	H	
	<i>Sabicea cinerea</i> Aubl.	trep-Li	T,V	Ento	C	Bio	H	
	<i>Simira eliezariana</i> Peixoto	Arv	U	Ento	C	Bio	H	3
	<i>Simira glaziovii</i> (K.Schum.) Steyerm.	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Simira grazieleae</i> Peixoto	Arv	T	Ento	C	Bio	H	1, 2, 3
	<i>Simira sampaioana</i> (Standl.) Steyerm.	Arv	T	Ento	C	Bio	H	

Família	Espécie	Hábito	Fisionomia	Polinização	Fruto	Dispersão	Sist. Sexual	Status
Rutaceae	<i>Simira walteri</i> Silva Neto & Callado	Arv	T					
	<i>Tocoyena brasiliensis</i> Mart.	Arv	T,U	Ento	C	Bio	H	
	<i>Tocoyena bullata</i> (Vell.) Mart.	Arb	T,N	Ento	C	Abio	H	
	<i>Almeidea iliacina</i> A.St.-Hil.	Arv	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Almeidea rubra</i> A.St.-Hil.	Arv	T	Ento	S		H	
	<i>Angostura bracteata</i> (Nees & Mart.) Kallunki	Arv	T	Ento				H
	<i>Conchocarpus cyrtanthus</i> Kallunki	Arb	T	Ento				H
	<i>Conchocarpus heterophyllus</i> (A. St.-Hil.) Kallunki & Pirani	Arv	T	Ento				H
	<i>Conchocarpus longifolius</i> (A. St.-Hil.) Kallunki & Pirani	Arb	T,U	Ento				H
	<i>Conchocarpus macrophyllus</i> J.C.Mikan	Arb	T	Ento				H
	<i>Conchocarpus marginatus</i> (Rizzini) Kallunki & Pirani	Arb	T	Ento				H
	<i>Dictyoloma vandellianum</i> A.Juss.	Arv	T,U	Ento		Abio		H
	<i>Esenbeckia grandiflora</i> Mart.	Arv	T	Ento		Abio		H
	<i>Esenbeckia grandiflora</i> Mart. subsp. <i>grandiflora</i>	Arv	T,U,N	Ento				H
	<i>Galipea jasmiflora</i> (A.St.-Hil.) Engl.	Arb	T	Ento	S	Abio		H
	<i>Galipea laxiflora</i> Engl.	Arv	T	Ento	S			H
	<i>Hortia brasiliiana</i> Vand. ex DC.	Arv	T	Ento, Ornito				H
	<i>Metrodorea nigra</i> A.St.-Hil.	Arv	T	Ento	S	Abio		H
	<i>Neoraputia alba</i> (Nees & Mart.) Emmerich ex Kallunki	Arv	T	Ento	S			H
	<i>Neoraputia magnifica</i> (Engl.) Emmerich ex Kallunki	Arv	T,U	Ento	S			H
	<i>Pilocarpus grandiflorus</i> Engl.	Arv	T	Ento			Abio	H
	<i>Pilocarpus riedelianus</i> Engl.	Arv	T,U,N	Ento	S	Abio		H
	<i>Pilocarpus spicatus</i> A.St.-Hil.	Arv	T,U	Ento	S	Abio		H
	<i>Rauia nodosa</i> (Engl.) Kallunki	Arv	T,U	Ento	S	Abio		H
	<i>Ravenia infelix</i> Vell.	Arv	T	Ento	S	Abio		H
	<i>Spiranthera atlantica</i> Pirani	Arv	T	Ento	S	Abio		H
	<i>Zanthoxylum acuminatum</i> subsp. <i>juniperinum</i> (Poepp.) Reynel	Arv	T	Ento	S	Abio		H
<i>Zanthoxylum rhoifolium</i> Lam.	Arv	T,U	Ento	S	Abio		D	
<i>Zanthoxylum tingoassuiba</i> A.St.-Hil.	Arv	T	Anemo	S	Bio		D	
<i>Banara brasiliensis</i> (Schott) Benth.	Arv	T,U	Anemo	C	Abio		D	
<i>Casearia aculeata</i> Jacq.	Arv	T	Anemo	S	Abio		D	
<i>Casearia arborea</i> (Rich.) Urb.	Arv	T	Ento, Anemo	S	Abio		D	
<i>Casearia bahiensis</i> Sleumer	Arv	T	Ento, Anemo	S	Abio		H	
<i>Casearia commersoniana</i> Cambess.	Arv	T,U,N	Ento, Anemo	S	Bio		D	
<i>Casearia decandra</i> Jacq.	Arv	T,U	Ento, Anemo	C	Abio		D	
<i>Casearia javitensis</i> Kunth	Arv	T	Ento, Anemo	S	Abio		H	
<i>Casearia oblongifolia</i> Cambess.	Arv	T,U	Ento, Anemo	S	Bio		D	

Família	Espécie	Hábito	Fisionomia	Polinização	Fruto	Dispersão	Sist. Sexual	Status
	<i>Casearia pauciflora</i> Cambess.	Arv	T	Ento, Anemo	C	Abio	H	
	<i>Casearia pitumba</i> Sleumer	Arv	T				H	
	<i>Casearia sylvestris</i> Sw.	Arv	T,U	Ento, Anemo	S		H	
	<i>Casearia ulmifolia</i> Vahl ex Vent.	Arv	T	Ento, Anemo	S	Abio	H	
	<i>Macrothumia kuhlmannii</i> (Sleumer) M.H.Alford	Arv	T	Ento	S	Abio	D	
	<i>Prockia crucis</i> P.Browne ex L.	Arb	T		S	Abio	D	
	<i>Xylosma prockia</i> (Turcz.) Turcz.	Arv	T		S	Abio	D	
Santalaceae	<i>Phoradendron coriaceum</i> Mart. ex Eichler	Herb	T	Ento	C	Bio	D	
	<i>Phoradendron piperoides</i> (Kunth) Trel.	Herb	T	Ento	C	Bio	D	
	<i>Phoradendron pteroneuron</i> Eichler	Herb	U,N	Ento	C	Bio	D	
	<i>Phoradendron quadrangulare</i> (Kunth) Griseb.	Herb	T,N	Ento	C	Bio	D	
Sapindaceae	<i>Allophylus edulis</i> (A.St. –Hil. et al.) Hieron. ex Niederl.	Arv	T	Ento	S	Abio	D	
	<i>Allophylus leucoclados</i> Radlk.	Arv	T	Ento	S	Abio	D	
	<i>Allophylus petiolulatus</i> Radlk.	Arv	T	Ento	S	Abio	D	
	<i>Cupania bracteosa</i> Radlk.	Arv	T	Ento	S	Bio	M	
	<i>Cupania emarginata</i> Cambess.	Arv	T,U,N	Ento	S	Bio	M	
	<i>Cupania oblongifolia</i> Mart.	Arv	T	Ento	S	Bio	M	
	<i>Cupania racemosa</i> (Vell.) Radlk.	Arv	T,U	Ento	S	Bio	M	
	<i>Cupania rugosa</i> Radlk.	Arv	T	Ento	S	Bio	M	
	<i>Cupania scrobiculata</i> Rich.	Arv	T	Ento	S	Bio	M	
	<i>Cupania vernalis</i> Cambess.	Arv	T	Ento	S	Bio	M	
	<i>Cupania zanthoxyloides</i> Radlk.	Arv	T	Ento	S	Bio	M	
	<i>Dilodendron bipinnatum</i> Radlk.	Arv	T,U	Ento	S	Bio	M	
	<i>Matayba discolor</i> (Spreng.) Radlk.	Arv	T,U,N	Ento	S	Bio	M	
	<i>Matayba guianensis</i> Aubl.	Arv	T,N	Ento	S	Bio	M	
	<i>Matayba sylvatica</i> (Casar.) Radlk.	Arv	U	Ento	S	Bio	M	
	<i>Melicoccus espiritosantensis</i> Acev. –Rodr.	Arv	T	Ento	S	Bio	M	1, 2
	<i>Melicoccus oliviformis</i> subsp. <i>intermedius</i> (Radlk.) Acev. –Rodr.	Arv	T	Ento	S	Bio	M	
	<i>Paullinia carpopoda</i> Cambess.	trep-Li	T,N	Ento	S	Bio	M	
	<i>Paullinia coriacea</i> Casar.	trep-Li	T	Ento	S	Bio	M	
	<i>Paullinia ferruginea</i> Casar.	trep-Li	T	Ento	S	Bio	M	
	<i>Paullinia olivacea</i> Radlk.	trep-Li	T	Ento	S	Bio	M	
	<i>Paullinia revoluta</i> Radlk.	trep-Li	T,U,N	Ento	S	Bio	M	2
	<i>Paullinia rubiginosa</i> Cambess.	trep-Li	T	Ento	S	Bio	M	
	<i>Paullinia ternata</i> Radlk.	trep-Li	T,U	Ento	S	Bio	M	
	<i>Paullinia weinmanniifolia</i> Mart.	trep-Li	T,V	Ento	S	Bio	M	
	<i>Pseudima frutescens</i> (Aubl.) Radlk.	Arv	T	Ento	S	Bio	M	

Família	Espécie	Hábito	Fisionomia	Polinização	Fruto	Dispersão	Sist. Sexual	Status
	<i>Serjania caracasana</i> (Jacq.) Willd.	trep-Li	T,U	Ento	S	Bio	M	
	<i>Serjania clematidifolia</i> Cambess.	trep-Li	T	Ento	S	Bio	M	
	<i>Serjania communis</i> Cambess.	trep-Li	T,U	Ento	S	Bio	M	
	<i>Serjania communis</i> Cambess. var. <i>communis</i>	trep-Li	T,U	Ento	S	Bio	M	
	<i>Serjania dentata</i> (Vell.) Radlk.	trep-Li	T,U	Ento	S	Bio	M	
	<i>Serjania glutinosa</i> Radlk.	trep-Li	T,U	Ento	S	Bio	M	
	<i>Serjania laruotteana</i> Cambess.	trep-Li	T,N	Ento	S	Bio	M	
	<i>Serjania piscatoria</i> Radlk.	trep-Li	T	Ento	S	Bio	M	
	<i>Serjania salzmänniana</i> Schldtl.	trep-Li	T,U,N	Ento	S	Bio	M	
	<i>Talisia cupularis</i> Radlk.	Arv	T	Ento	S	Bio	M	
	<i>Thinouia mucronata</i> Radlk.	trep-Li	T	Ento	S	Bio	M	
	<i>Thinouia scandens</i> Triana & Planch.	trep-Li	T,U	Ento	S	Bio	M	
	<i>Toulicia patentinervis</i> Radlk.	Arv	T	Ento	S	Bio	M	
	<i>Urvillea laevis</i> Radlk.	trep-Li	T	Ento	S	Bio	M	
	<i>Urvillea rufescens</i> Cambess.	trep-Li	T,U	Ento	S	Bio	M	
	<i>Urvillea stipularis</i> Ferrucci	trep-Li	T	Ento	S	Bio	M	
	<i>Urvillea triphylla</i> (Vell.) Radlk.	trep-Li	T	Ento	S	Bio	M	
	<i>Urvillea ulmacea</i> Kunth	Herb	T	Ento	S	Bio	M	
	<i>Vouarana guianensis</i> Aubl.	Arv	T	Ento	S	Bio	M	
Sapotaceae	<i>Chrysohyllum gonocarpum</i> (Mart. & Eichler ex Miq.) Engl.	Arv	T	Quirop	C	Bio	M	
	<i>Chrysohyllum januariense</i> Eichler	Arv	T,U	Quirop	C	Bio	H	2
	<i>Chrysohyllum lucentifolium</i> Cronquist subsp. <i>lucentifolium</i>	Arv	T,U	Quirop	C	Bio	H	
	<i>Chrysohyllum ovale</i> Rusby	Arv	T	Quirop	C	Bio	H	
	<i>Chrysohyllum splendens</i> Spreng.	Arv	T	Quirop	C	Bio	H	
	<i>Diploon cuspidatum</i> (Hoehne) Cronquist	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Ecclinusa ramiflora</i> Mart.	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Manilkara elata</i> (Allemão ex Miq.) Monach.	Arv	T	Quirop	C	Bio	H	
	<i>Manilkara salzmännii</i> (A.D.C.) H.J.Lam	Arv	T	Quirop	C	Bio	H	
	<i>Manilkara</i> sp. nov. (D.A.Folli 222)	Arv	T,U	Quirop	C	Bio	H	
	<i>Manilkara subsericea</i> (Mart.) Dubard	Arv	U,N	Ento, Quirop	C	Bio	H	
	<i>Manilkara triflora</i> (Allemão) Monach.	Arv	U,N	Quirop	C	Bio	H	
	<i>Micropholis crassipedicellata</i> (Mart. & Eichler) Pierre	Arv	T	Ento	C	Bio	D	
	<i>Micropholis gardneriana</i> (A.D.C.) Pierre	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Micropholis gnaphalocladus</i> (Mart.) Pierre	Arv	T	Ento	C	Bio	D	
	<i>Micropholis venulosa</i> (Mart. & Eichler) Pierre	Arv	T,U	Ento	C	Bio	D	
	<i>Pouteria bangii</i> (Rusby) T.D.Penn.	Arv	T	Ento	C	Bio	D	
	<i>Pouteria bapeba</i> T.D.Penn.	Arv	T	Ento	C	Bio	D	

Família	Espécie	Hábito	Fisionomia	Polinização	Fruto	Dispersão	Sist. Sexual	Status
	<i>Pouteria bilocularis</i> (H.K.A. Winkl.) Baehni	Arv	T					
	<i>Pouteria bullata</i> (S. Moore) Baehni	Arv	T	Ento	C	Bio	D	2
	<i>Pouteria butyrocarpa</i> (Kuhl.) T.D.Penn.	Arv	T	Ento	C	Bio	M	2
	<i>Pouteria calmito</i> (Ruiz & Pav.) Radlk.	Arv	T,U	Ento	C	Bio	M	
	<i>Pouteria coelomatica</i> Rizzini	Arv	T,U	Ento	C	Bio	D	2
	<i>Pouteria cuspidata</i> (A.D.C.) Baehni	Arv	T	Ento	C	Bio	D	
	<i>Pouteria durlandii</i> (Standl.) Baehni	Arv	T	Ento	C	Bio	D	
	<i>Pouteria filipes</i> Eyma	Arv	T					
	<i>Pouteria gardneri</i> (Mart. & Miq.) Baehni	Arv	T,U	Ento	C	Bio	H	2
	<i>Pouteria grandiflora</i> (A.D.C.) Baehni	Arv	T	Ento	C	Bio	D	
	<i>Pouteria guianensis</i> Aubl.	Arv	T	Ento	C	Bio	D	
	<i>Pouteria macahensis</i> T.D.Penn.	Arv	T,U,N	Ento	C	Bio	D	2
	<i>Pouteria macrophylla</i> (Lam.) Eyma	Arv	T	Ento	C	Bio	D	
	<i>Pouteria microstrigosa</i> T.D.Penn.	Arv	T	Ento	C	Bio	D	
	<i>Pouteria oblanceolata</i> Pires	Arv	T					
	<i>Pouteria pachycalyx</i> T.D.Penn.	Arv	T,U	Ento	C	Bio	D	2, 3
	<i>Pouteria psammophila</i> (Mart.) Radlk.	Arv	T,U	Ento	C	Bio	M	
	<i>Pouteria reticulata</i> (Engl.) Eyma	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Pouteria venosa</i> subsp. <i>amazonica</i> T.D.Penn.	Arv	T,U					
	<i>Pradosia lactescens</i> (Vell.) Radlk.	Arv	T	Ento	C	Bio	M	
	<i>Pradosia verrucosa</i> Ducke	Arv	T	Ento	C	Bio	M	
	<i>Schoepfia brasiliensis</i> A.D.C.	Arv	T,U,N					
Schoepfiaceae	<i>Schoepfia brasiliensis</i> A.D.C.	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
Simaroubaceae	<i>Simaba cedron</i> Planch.	Arv	T,U	Ento	C	Bio	H	
	<i>Simaba subcymosa</i> A.St.-Hil. & Tul.	Arv	T,U	Ento	C	Bio	H	
	<i>Simarouba amara</i> Aubl.	Arv	T,U	Ento	C	Bio	H	
Siparunaceae	<i>Siparuna guianensis</i> Aubl.	Arv	T,U	Ento	C	Bio	D	
	<i>Siparuna reginae</i> (Tul.) A.D.C.	Arv	T,U	Ento	C	Bio	D	1
Smilacaceae	<i>Smilax brasiliensis</i> Spreng.	trep-Li	T,U,N,V	Ento	C	Bio	D	
	<i>Smilax remotinervis</i> Hand.-Mazz.	trep-Li	T,U	Ento	C	Bio	D	
	<i>Smilax spicata</i> Vell.	trep-Li	T,N	Ento	C	Bio	D	1, 2
Solanaceae	<i>Aureliana fasciculata</i> (Vell.) Sendtn.	Arv	T	Ento	C	Bio	D	
	<i>Brunfelsia clandestina</i> Plowman	Arb	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Capsicum baccatum</i> L.	Arb	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Cestrum retrofractum</i> Dunal	Arb	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Markea atlantica</i> Stehmann & Giacomini	Herb	T,U	Ento	C	Bio	H	
	<i>Schwenckia americana</i> Rooyen ex L.	Herb	T,U	Ento	C	Bio	H	
	<i>Solanum acerifolium</i> Dunal	Arb	T	Ento	C	Bio	H	

Família	Espécie	Hábito	Fisionomia	Polinização	Fruto	Dispersão	Sist. Sexual	Status
	<i>Solanum alternatopinnatum</i> Steud.	trep-Li	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Solanum americanum</i> Mill.	Herb	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Solanum asperum</i> Rich.	Arb	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Solanum asterophorum</i> Mart.	Arb	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Solanum campaniforme</i> Roem. & Schult.	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Solanum cordifolium</i> Dunal	Arb	T,U,V	Ento	C	Bio	H	
	<i>Solanum depauperatum</i> Dunal	Herb	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Solanum didymum</i> Dunal	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Solanum evonymoides</i> Sendtn.	Arb	U					
	<i>Solanum insidiosum</i> Mart.	Arb	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Solanum lacteum</i> Vell.	Arb	T					
	<i>Solanum mauritianum</i> Scop.	Arb	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Solanum melissarum</i> Bohs	Arv	T,U	Ento	C	Bio	H	
	<i>Solanum pallinacanthum</i> Dunal	Herb	T					
	<i>Solanum paniculatum</i> L.	Herb	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Solanum polytrichum</i> Moric.	Herb	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Solanum pseudoquina</i> A. St. - Hil.	Arv	T,U					
	<i>Solanum reptans</i> Bunbury	Herb	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Solanum restingae</i> S. Knapp	Arb	T,U	Ento	C	Bio	H	2
	<i>Solanum scuticum</i> M. Nee	Arv	T					
	<i>Solanum sooretamum</i> Carvalho	Arv	T	Ento	C	Bio	H	1
	<i>Solanum swartzianum</i> Roem. & Schult.	Arb	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Solanum sycocarpum</i> Mart. & Sendtn.	Arb	U	Ento	C	Bio	H	
	<i>Solanum thomasiifolium</i> Sendtn.	Arb	T,N	Ento	C	Bio	H	
Stemonuraceae	<i>Discophora guianensis</i> Miers	Arv	T	Ento	C	Bio	H	
Styracaceae	<i>Styrax glabratus</i> Schott	Arv	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Styrax latifolius</i> Pohl	Arv	T	Ento	S	Bio	H	
Symplocaceae	<i>Symplocos estrellensis</i> Casar.	Arv	T					
	<i>Symplocos pycnobotrya</i> Mart. ex Miq.	Arv	T					
Talinaceae	<i>Talinum paniculatum</i> (Jacq.) Gaertn.	Herb	N					
	<i>Talinum triangulare</i> (Jacq.) Willd.	Herb	T					
Thymelaeaceae	<i>Daphnopsis racemosa</i> Griseb.	Arv	T,N	Ento	C	Abio	H	
	<i>Funifera</i> sp.	Arb	T,V					
Trigoniaceae	<i>Trigonia bahiensis</i> E.F. Guim. & Miguel	trep-Li	T	Ento	S	Abio	D	
	<i>Trigonia eriosperma</i> (Lam.) Fromm & Santos	trep-Li	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Trigonia laevis</i> Aubl.	trep-Li	T					
	<i>Trigonia nivea</i> Cambess. var. <i>nivea</i>	trep-Li	T,U,N					

Família	Espécie	Hábito	Fisionomia	Polinização	Fruto	Dispersão	Sist. Sexual	Status
Turneraceae	<i>Trigonía rytidocarpa</i> Casar.	trep-Li	T	Ento	S	Abio	H	1, 2
	<i>Trigoniodendron spiritusanctense</i> E.F.Guim. & Miguel	Arv	T	Ento	S	Bio	H	
	<i>Piriqueta viscosa</i> Griseb.	Herb	T	Ento, Anemo	C	Bio	H	
	<i>Turnera lucida</i> Urb.	Herb	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Turnera ulmifolia</i> L.	Herb	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Typha</i> sp.	Herb	T,V					
	<i>Ampelocera glabra</i> Kuhlím.	Arv	T	Ento	S	Bio	H	
	<i>Boehmeria cylindrica</i> (L.) Sw.	Herb	V	Ento	C	Abio	H	
	<i>Cecropia glaziovii</i> Sneathl.	Arv	T,U	Ento, Anemo	C	Bio	D	
	<i>Cecropia hololeuca</i> Miq.	Arv	T	Ento	S	Bio	H	
	<i>Cecropia pachystachya</i> Trécul	Arv	T	Ento, Anemo	C	Bio	D	
	<i>Coussapoa curranii</i> S.F.Blake	Arv	T	Anemo	C	Bio	D	
	<i>Coussapoa microcarpa</i> (Schott) Rizzini	Arv	T,U,V	Ento, Anemo	C	Bio	D	
	<i>Laportea aestuans</i> (L.) Chew	Arb	V	Ento, Anemo	C		M	
	<i>Pourouma guianensis</i> Aubl. subsp. <i>guianensis</i>	Arv	T					
<i>Pourouma mollis</i> Trécul subsp. <i>mollis</i>	Arv	T						
<i>Pourouma velutina</i> Mart. ex Miq.	Arv	T						
<i>Ureia nitida</i> (Vell.) P.Brack	Arb	T,U	Ento	C	Bio	M		
<i>Citharexylum laetum</i> Hiern	Arv	T	Ento	C	Bio	D		
<i>Lantana camara</i> L.	Arb	T,U	Ento	C	Bio	H		
<i>Lantana fucata</i> Lindl.	Arb	T	Ento	C	Bio	H		
<i>Lantana horrida</i> Kunth	Arb	T,U	Ento	C	Bio	H		
<i>Lantana unadulata</i> Schrank	Arb	T,U,N	Ento	C	Bio	H		
<i>Lippia brasiliensis</i> (Link) T.R.Silva	Arb	U	Ento	C	Bio	H		
<i>Lippia origanoides</i> Kunth	Arb	T	Ento	C	Bio	H		
<i>Priva bahiensis</i> A.DC.	Herb	T	Ento	C	Bio	H		
<i>Stachytarpheta canescens</i> Kunth	Arb	N	Ento	C	Bio	H		
<i>Stachytarpheta cayennensis</i> (Rich.) Vahl	Herb	T,U	Ento	C	Abio	H		
<i>Amphirrhox longifolia</i> (A.St.-Hil.) Spreng.	Arv	T	Ento	S	Abio	H		
<i>Anchietea sellowiana</i> Cham. & Schtdl.	trep-Li	T,N	Ento	S	Abio	H		
<i>Noisetia orchidiflora</i> (Rudge) Ging.	Arb	T	Ento	S	Abio	H		
<i>Pyropayrola blanchetiana</i> Tul.	Arv	T	Ento	S	Abio	H		
<i>Pombalia calceolaria</i> (L.) Paula-Souza	Herb	T,U						
<i>Rinorea bahiensis</i> (Moric.) Kuntze	Arv	T,U	Ento	S	Abio	H		
<i>Rinorea maximiliani</i> (Eichler) Kuntze	Arv	T	Ento	S	Bio	H		
<i>Schweiggeria fruticosa</i> Spreng.	Arv	T	Ento	S	Bio	H		
<i>Cissus blanchetiana</i> Planch.	trep-Li	T	Ento	C	Bio	H		

Família	Espécie	Hábito	Fisionomia	Polinização	Fruto	Dispersão	Sist. Sexual	Status
	<i>Cissus erosa</i> Rich.	Herb	U,N	Ento	C	Bio	H	
	<i>Cissus nobilis</i> Kuhlms.	Herb	U	Ento	C	Bio	H	1
	<i>Cissus paucinerxia</i> Lombardi	Herb	T	Ento	C	Bio	H	1
	<i>Cissus paulliniifolia</i> Vell.	Herb	T	Ento	C	Bio	H	
	<i>Cissus pulcherrima</i> Vell.	Herb	T,U	Ento	C	Bio	H	
	<i>Cissus stipulata</i> Vell.	Herb	T,U,N	Ento	C	Bio	H	1
	<i>Cissus verticillata</i> (L.) Nicolson & C.E.Jarvis subsp. <i>verticillata</i>	Herb	T,U,N				H	
Vochysiaceae	<i>Erisma arietinum</i> M.L.Kawas.	Arv	T	Ento	C	Abio	H	1, 2, 3
	<i>Qualea cryptantha</i> (Spreng.) Warm.	Arv	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Qualea magna</i> Kuhlms.	Arv	T	Ento	S	Abio	H	1, 2
	<i>Qualea megalocarpa</i> Stafleu	Arv	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Qualea multiflora</i> subsp. <i>pubescens</i> (Mart.) Stafleu	Arv	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Vochysia angelica</i> M.C.Vianna & Fontella	Arv	T	Ento	S	Abio	H	1, 2
	<i>Vochysia gummifera</i> Mart. ex Warm.	Arv	T	Ento	S	Abio	H	
	<i>Vochysia laurifolia</i> Warm.	Arv	T	Ento	S	Abio	H	
Xyridaceae	<i>Xyris bialata</i> Malme	Herb	N	Ento	S	Abio	H	
	<i>Xyris ciliata</i> Thunb.	Herb	U,N	Ento	S	Abio	H	
	<i>Xyris jupicai</i> Rich.	Herb	N,V	Ento	S	Abio	H	
	<i>Xyris savanensis</i> Miq.	Herb	N	Ento	S	Abio	H	

Para detalhes das características funcionais ver Tobón *et al.* (2016).

12

BRIÓFITAS DA RESERVA NATURAL VALE, LINHARES/ES, BRASIL

Olga Yano

INTRODUÇÃO

Para o Estado do Espírito Santo, o primeiro trabalho que referiu os musgos *Neckeropsis disticha* (Hedw.) Broth. e *Squamidium turgidulum* (Müll. Hal.) Broth. (= *S. macrocarpum* (Spruce ex Mitt.) Broth. foi Luetzelburg (1923), para o rio Mutum. Em seguida, Brotherus (1924) listou seis musgos para Mimoso do Sul coletados por E. Ule, que são: *Pirea (Pireella) pohlii* (Schwägr.) Cardot, *Meteoropsis recurvifolia* (Hornsch.) Broth. (= *Zelometeorium patulum* (Hedw.) Manuel), *Pilosium chlorophyllum* (Hornsch.) Müll. Hal., *Hookeriopsis incurva* (Hook. & Grev.) Broth. (= *Thamniopsis incurva* (Hornsch. in Nees) W.R. Buck), *Lepidopilidium brevisetum* (Hampe) Broth. e *Trichosteleum papillosum* (Hornsch.) A. Jaeger. Herzog (1925) listou *Syrrhopodom rivularis* Herzog (= *Calymperes othmeri* Herzog) para Cachoeira do Rio Doce, coleta de Luetzelburg. Estes trabalhos não fazem referência à Reserva Natural Vale. Trabalhos mais recentes, tratando de espécies coletadas no Espírito Santo incluem Schäfer-Verwimp (1991), Behar *et al.* (1992), Gradstein (1994), Gradstein & Costa (2003), Visnadi & Vital (1995) e Yano & Mello (2002). Com isto, o Estado do Espírito Santo conta com o registro de 531 táxons de briófitas distribuídos em 81 famílias e 219 gêneros, sendo três táxons de antóceros (Anthocerotophyta), 286 de musgos (Bryophyta) e 242 de hepáticas (Marchantiophyta).

Para a Reserva Natural Vale, destacam-se os

trabalhos de Costa & Silva (2003), Yano (2005) e Yano & Peralta (2008); este último lista apenas dois táxons.

O objetivo do presente trabalho é listar as briófitas da Reserva Natural Vale e verificar a diversidade e a sua distribuição geográfica no Estado.

MATERIAL E MÉTODOS

As coletas na Reserva Natural Vale foram realizadas nas estradas Bomba d'Água, Flamengo, Gávea, Macanaíba, Mantegueira e nas matas ao redor das casas (administração e alojamentos).

O material coletado na Reserva se encontra nos seguintes herbários: Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro (RB), coletado por D.P. da Costa em 1996, no Herbário Científico do Estado "Maria Eneyda P. Kauffmann Fidalgo" (SP), do Instituto de Botânica, duas coleções de O. Yano & P.G. Windisch em 1992 e O. Yano & Z.R. de Mello em 2000 e no Herbário da Universidade Santa Cecília (HUSC) em Santos, coleção de Z.R. de Mello em 2000.

O sistema de classificação está de acordo com Crandall-Stotler & Stotler (2000) para as Marchantiophyta e Buck & Goffinet (2000) para as Bryophyta.

A distribuição geográfica no estado do Espírito Santo e da Reserva foi baseada, especialmente, nos trabalhos de Yano (1981; 1984; 1989; 1995; 2006; 2010; 2011; 2012; 2013; 2014). As espécies estão listadas em ordem alfabética dentro

das famílias e divisão às quais pertencem. Os asteriscos (*) indicam ocorrência apenas no Brasil.

RESULTADOS E DISCUSSÃO

Na Reserva Natural Vale foram encontrados 156 táxons de briófitas distribuídos em 32 famílias e 68 gêneros, sendo 67 táxons de musgos (Bryophyta) e 89 de hepáticas (Marchantiophyta), correspondendo a cerca de 29,6% do total de briófitas do Estado.

BRYOPHYTA

Brachytheciaceae

Squamidium brasiliense (Hornsch.) Broth. in Engler & Prantl, Natürl. Pflanzenfam. 1(3): 809. 1906. Distribuição no Brasil: BA, CE, ES, MG, PE, PR, RJ, RS, SC, SE e SP. Ocorre no Espírito Santo: Domingos Martins, Parque Estadual Pedra Azul; Linhares, Reserva Natural Vale; Serra, Estação Biológica de Mestre Álvaro; Vargem Alta.

Squamidium leucotrichum (Taylor) Broth. in Engler & Prantl, Natürl. Pflanzenfam. 1(3): 809. 1906. Distribuição no Brasil: AC, AL, AM, BA, CE, ES, MG, PA, PE, PR, RJ, RR, RS, SC e SP. Ocorre no Espírito Santo: Domingos Martins, Parque Estadual Pedra Azul; Linhares, Reserva Natural Vale.

Zelometeorium ambiguum (Hornsch.) Manuel, J. Hattori Bot. Lab. 43: 113. 1977. Distribuição no Brasil: AC, AM, ES, MG, PR, RJ, RS, SC e SP. Ocorre no Espírito Santo: Domingos Martins, Parque Estadual Pedra Azul; Linhares, Reserva Natural Vale.

Zelometeorium patens (Hook.) Manuel, J. Hattori Bot. Lab. 43: 116. 1977. Distribuição no Brasil: ES, MG, PE, RJ e SP. Ocorre no Espírito Santo: Linhares, Reserva Natural Vale.

Zelometeorium patulum (Hedw.) Manuel, J. Hattori Bot. Lab. 43: 118. 1977. Distribuição no Brasil: AC, AL, AM, AP, BA, CE, ES, GO, MG, MS, MT, PA, PE, PR, RJ, RO, RR, RS, SC e SP. Ocorre no Espírito Santo: Domingos Martins, Parque Estadual Pedra Azul, Vale das Orquídeas; Santa Tereza, Estação Biológica da Caixa D'Água; Linhares, Reserva Natural Vale; Mimoso; Serra, Estação Biológica de Mestre Álvaro.

Bruchiaceae

Trematodon longicollis Michx. var. *longicollis*,

Flora Bor. Amer. 2: 289. 1803. Distribuição no Brasil: AM, DF, ES, GO, MG, PE, PR, RJ, RO, RS, SC e SP. Ocorre no Espírito Santo: Domingos Martins, Reserva Florestal Pedra Azul, Linhares, Reserva Natural Vale; Santa Tereza, Rio Timbuí; Vale Verde do Itapemirim; Ubú.

Bryaceae

Bryum paradoxum Schwägr., Spec. Musc. Frond. Suppl. 3(1): 224a. 1827. Distribuição no Brasil: BA, CE, DF, ES, GO, MT, PA, PI, PR, RJ, RR, RS, SC e SP. Ocorre no Espírito Santo: Guarapari; Linhares, Reserva Natural Vale; Ubú.

Bryum roseolum Müll. Hal., Linnaea 42: 287. 1879. Distribuição no Brasil: BA, ES, MG, PA, PE, PR, RJ, RS e SP. Ocorre no Espírito Santo: Linhares, Reserva Natural Vale.

Rhodobryum beyrichianum (Hornsch.) Müll. Hal. in Hampe, Vidensk. Meddel. Dansk Naturhist. Foren. Kjøbenhavn. ser. 3, 6: 146. 1875. Distribuição no Brasil: AL, BA, DF, ES, MG, MT, PE, PR, RJ, RO, RR, RS, SC e SP. Ocorre no Espírito Santo: Domingos Martins, Morro do Cruzeiro; Linhares, Reserva Natural Vale.

Calymperaceae

Calymperes erosum Müll. Hal., Linnaea 21: 182. 1848. Distribuição no Brasil: AC, AM, AP, BA, CE, ES, GO, MG, MT, PA, PB, PE, RJ, RO, RR, SP e TO. Ocorre no Espírito Santo: Linhares, Reserva Natural Vale.

Calymperes levyanum Besch., Ann. Sci. Nat. Bot. sér. 8, 1: 290. 1896. Distribuição no Brasil: AM, DF, ES, MT e PA. Ocorre no Espírito Santo: Linhares, Reserva Natural Vale.

Calymperes lonchophyllum Schwägr., Spec. Musc. Frond. Suppl. 1: 333. 1816. Distribuição no Brasil: AC, AL, AM, AP, BA, ES, MT, PA, PE, PR, RJ, RO, RR e SP. Ocorre no Espírito Santo: Jaguaré; Linhares, Reserva Natural Vale.

Calymperes othmeri Herzog, Archivos Bot. Est. São Paulo 1(2): 60. 1925. Distribuição no Brasil: AM, ES, PA, RO e SP. Ocorre no Espírito Santo: Cachoeira do Rio Doce, Salto Lure; Linhares, Reserva Natural Vale.

Calymperes palisotii Schwägr., Spec. Musc. Frond. Suppl. 1(2): 334. 1816. Distribuição no Brasil: AL, AM, AP, BA, CE, ES, FN, GO, MA, MT,

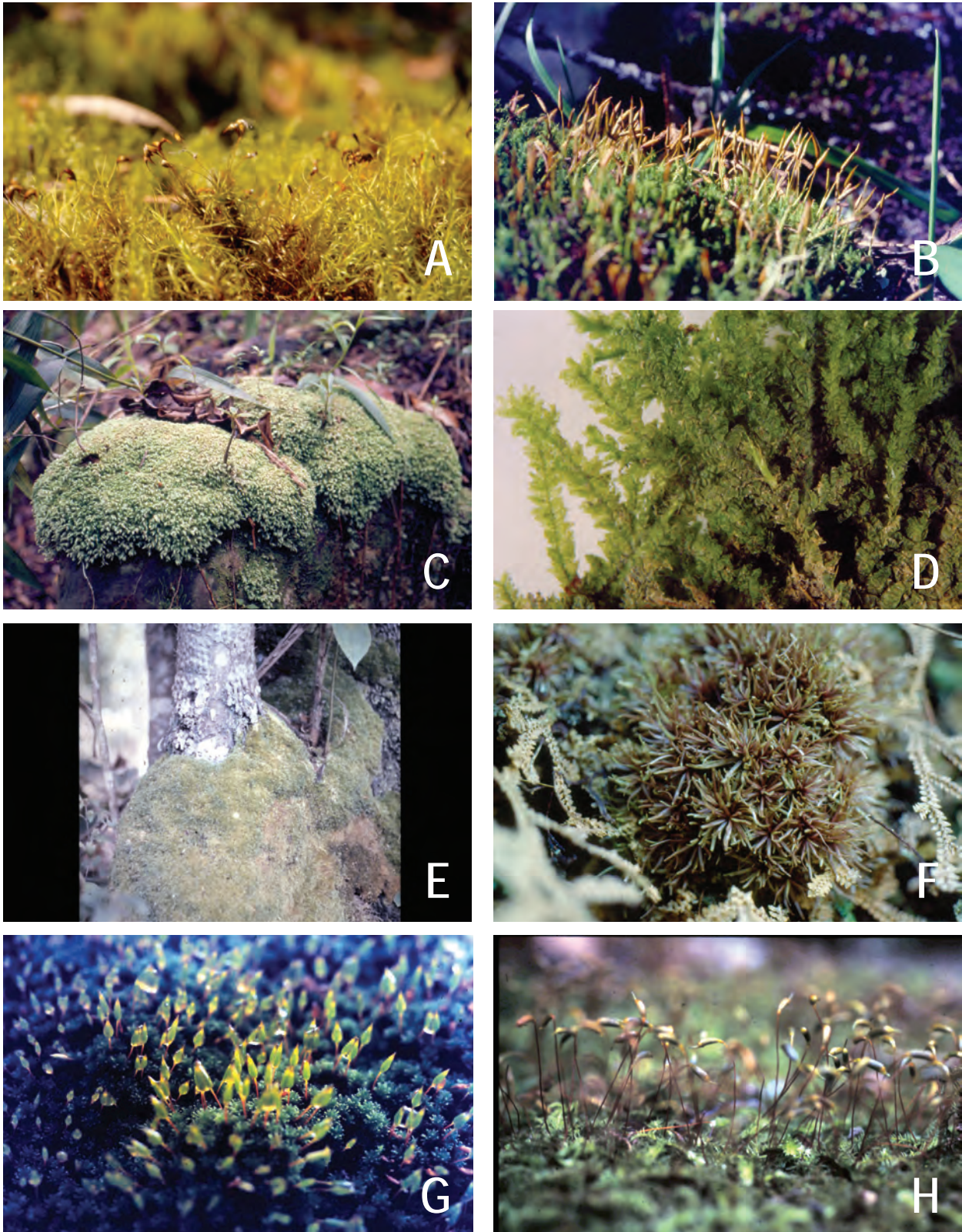


Figura 1: A) *Campylopus trachylepharon*; B) *Holomitrium arboreum*; C) *Leucobryum martianum*; D) *Neckeropsis undulata*; E) *Octoblepharum albidum*; F) *Octoblepharum pulvinatum*; G) *Schlotheimia rugifolia*, H) *Racomitrium tormentosum*.

PA, PB, PE, PI, RJ, RN, RO, RR, SE, SP e TO. Ocorre no Espírito Santo: Aracruz; Colatina; Guarapari, Parque Estadual de Setiba, Nova Guarapari; Santa Cruz, Bairro Coqueiral; Serra, Estação Biológica de Mestre Álvaro; Vila Velha, Morro da Penha; Vitória, restinga Camburi; Piúma.

**Syrrhopodon brasiliensis* Reese, Bryologist 86(4): 354. 1983. Distribuição no Brasil: ES, MG e SP. Ocorre no Espírito Santo: Linhares, Reserva Natural Vale.

Syrrhopodon ligulatus Mont., Syll. Gen. Spec. Crypt.: 47. 1856. Distribuição no Brasil: AL, AM, AP, BA, CE, DF, ES, GO, MG, MS, MT, PA, PE, RJ, RO, RR e SP. Ocorre no Espírito Santo: Linhares, Reserva Natural Vale.

Syrrhopodon parasiticus (Brid.) Besch. var. *parasiticus*, Ann. Sci. Nat. Bot. sér. 8, 1: 298. 1895. Distribuição no Brasil: AC, AL, AM, BA, CE, DF, ES, GO, MG, MS, MT, PA, PE, PR, RJ, RO, RR, RS, SC, SP e TO. Ocorre no Espírito Santo: Domingos Martins, Venda Nova; Linhares, Reserva Natural Vale.

Syrrhopodon prolifer Schwägr. var. *prolifer*, Spec. Musc. Frond. Suppl. 2(2): 99. 1827. Distribuição no Brasil: AL, AM, AP, BA, CE, DF, ES, GO, MG, MT, PA, PE, PI, PR, RJ, RO, RS, SC, SE, SP e TO. Ocorre no Espírito Santo: Domingos Martins, Parque Estadual Pedra Azul; Linhares, Reserva Natural Vale; Santa Tereza, Rio Timbú; Serra, Estação Biológica de Mestre Álvaro.

Syrrhopodon prolifer Schwägr. var. *tenuifolius* (Sull.) Reese, Bryologist 81(2): 199. 1978. Distribuição no Brasil: BA, ES, MG, PE, RJ, RS, SC e SP. Ocorre no Espírito Santo: Domingos Martins, Parque Estadual Pedra Azul; Linhares, Reserva Natural Vale; Serra, Estação Biológica de Mestre Álvaro.

Syrrhopodon rigidus Hook. & Grev., Edinburgh J. Sci. 3: 226. 1825. Distribuição no Brasil: AL, AM, AP, ES, GO, MS, MT, PA, RJ, RO, RR e SP. Ocorre no Espírito Santo: Linhares, Reserva Natural Vale.

Dicranaceae

Campylopus occultus Mitt., J. Linn. Soc. Bot. 12: 86. 1869. Distribuição no Brasil: BA, DF, ES, GO, MA, MG, MS, PA, PR, RJ, RR, RS, SC e SP. Ocorre no Espírito Santo: Domingos Martins, Parque Estadual Pedra Azul, Venda Nova; Linhares, Reserva Natural Vale.

Campylopus pilifer Brid., Mant. Musc.: 72. 1819. Distribuição no Brasil: AL, AM, BA, CE, DF, ES, MG, MT, PA, PE, PR, RJ, RR, RS e SP. Ocorre no Espírito Santo: Castelo, Serra do Forno Grande; Domingos Martins, Parque Estadual Pedra Azul; Guarapari, Parque Estadual de Setiba; Linhares, Reserva Natural Vale; Santa Tereza.

Campylopus trachyblepharon (Müll. Hal.) Mitt., J. Linn. Soc. Bot. 12: 80. 1869. Distribuição no Brasil: AM, BA, ES, GO, MG, MT, PE, PR, RJ, RS, SC, SE, SP e TO. Ocorre no Espírito Santo: Guarapari, Setiba; Aracruz, Barrra do Riacho; Linhares, Reserva Natural Vale; Piúma; Serra; Santa Tereza, Nova Lombardia; Ponta da Fruta.

Holomitrium arboreum Mitt., J. Linn. Soc. Bot. 12: 5. 1869. Distribuição no Brasil: AM, BA, ES, GO, MG, PA, PE, RJ, RO, RR, RS e SP. Ocorre no Espírito Santo: Domingos Martins, Parque Estadual Pedra Azul; Linhares, Reserva Natural Vale.

Leucoloma serrulatum Brid., Bryol. Univ. 2: 752. 1827. Distribuição no Brasil: AL, BA, DF, ES, MG, PE, RJ e SP. Ocorre no Espírito Santo: Domingos Martins, Parque Estadual Pedra Azul; Linhares, Reserva Natural Vale; Serra, Estação Biológica Mestre Álvaro; Santa Tereza, Vale das Benções.

Fissidentaceae

Fissidens elegans Brid., Musc. Recent. Suppl. 1: 167. 1806. Distribuição no Brasil: AC, AL, AM, BA, DF, ES, GO, RN, MA, MG, MS, MT, PA, PB, PE, PI, PR, RJ, RO, RR, RS, SC, SP e TO. Ocorre no Espírito Santo: Ilha da Trindade; Domingos Martins, Reserva Florestal Pedra Azul; Itapemirim, Ilha dos Franceses; Linhares, Reserva Natural Vale.

Fissidens guianensis Mont. var. *guianensis*, Ann. Sci. Nat. Bot. sér. 2, 14: 340. 1840. Distribuição no Brasil: AC, AL, AM, AP, BA, CE, DF, ES, GO, MA, MG, MS, MT, PA, PB, PE, PI, PR, RJ, RO, RR, RS, SC, SP e TO. Ocorre no Espírito Santo: Linhares, Reserva Natural Vale; Ilha do Francês.

Fissidens prionodes Mont. var. *prionodes*, Ann. Sci. Nat. Bot. sér. 2, 3: 200. 1835. Distribuição no Brasil: AC, AL, AM, CE, GO, MT, PA, RO e RR. Ocorre no Espírito Santo: Linhares, Reserva Natural Vale.

Fissidens radicans Mont., Ann. Sci. Nat. Bot. sér. 2, 14: 345. 1840. Distribuição no Brasil: AL, BA, CE, ES, MA, MS, PA, PB, PE, PI, PR, RJ, RS, SE e SP. Ocorre no Espírito Santo: Linhares, Reserva Natural

Vale; Santa Tereza, Vale das Benções.

Fissidens scariosus Mitt., J. Linn. Soc. Bot. 12: 599. 1869. Distribuição no Brasil: AM, BA, ES, MA, MG, PA, PE, PR, RJ, RO, RR, RS, SC e SP. Ocorre no Espírito Santo: Domingos Martins, Parque Estadual Pedra Azul; Linhares, Reserva Natural Vale.

Fissidens weirii Mitt. var. *weirii*, J. Linn. Soc. Bot. 12: 602. 1869. Distribuição no Brasil: ES, MG, MT, PB, PE, PR, RJ, RS, SC e SP. Ocorre no Espírito Santo: Linhares, Reserva Natural Vale.

Fissidens zollingeri Mont., Ann. Sci. Nat. Bot. sér. 3, 4: 114. 1845. Distribuição no Brasil: AC, AL, AM, AP, BA, CE, DF, ES, FN, GO, MA, MG, MS, MT, PA, PB, PE, P I, P R, RJ, RO, RR, RS, SC, SP e TO. Ocorre no Espírito Santo: Anchieta, Praia do Paraty; Domingos Martins, Parque Estadual Pedra Azul; Linhares, Reserva Natural Vale; Guarapari; Itapemirim, Morro Marataízes; Jaguaré; Linhares, Fazenda Santa Terezinha, Nova Almeida; Piúma; Ponta da Fruta; Santa Cruz, Bairro Coqueiral; Serra, Gruta Selvagem; Vitória, Restinga de Camburi.

Hypnaceae

Chryso-hypnum elegantulum (Hook.) Hampe, Vidensk. Meddel. Dansk Naturhist. Foren. Kjøbenhavn, ser. 3, 2: 286. 1870. Distribuição no Brasil: AM, BA, DF, ES, GO, MG, MS, MT, PE, PR, RJ, RR, RS, SC e SP. Ocorre no Espírito Santo: Domingos Martins, Vale das Orquídeas; Linhares, Reserva Natural Vale, estr. para Colatina.

Isopterygium tenerifolium Mitt., J. Linn. Soc. Bot. 12: 499. 1869. Distribuição no Brasil: AL, AM, AP, BA, CE, DF, ES, GO, MA, MG, MS, MT, PA, PB, PE, PR, RJ, RO, RR, RS, SC, SP e TO. Ocorre no Espírito Santo: Aracruz, Ibiraçu; Domingos Martins, Parque Estadual Pedra Azul; Linhares, Reserva Natural Vale, perto da Lagoa Juparanã.

Isopterygium tenerum (Sw.) Mitt., J. Linn. Soc. Bot. 12: 499. 1869. Distribuição no Brasil: AC, AL, AM, AP, BA, CE, DF, ES, GO, MA, MG, MS, MT, PA, PB, PE, PI, PR, RJ, RO, RR, RS, SC, SP e TO. Ocorre no Espírito Santo: Aracruz, Barra do Riacho; Anchieta, rod. do Sol; Domingos Martins, Parque Estadual Pedra Azul; Ponta da Fruta, Morro da Lagoa; Ilha do Francês; Guarapari, Parque Estadual de Setiba, Meaípe; Linhares, Reserva Natural Vale; Serra, Jacaraípe; Vargem Alta, Rio Novo; Venda Nova.

Leucobryaceae

Leucobryum giganteum Müll. Hal., Syn. Musc. Frond. 1: 79. 1848. Distribuição no Brasil: AL, AM, BA, CE, ES, MG, PE, PR, RJ, RS, SC e SP. Ocorre no Espírito Santo: Linhares, Reserva Natural Vale; Santa Tereza, Country Club.

Leucobryum martianum (Hornsch.) Hampe, Linnaea 17: 317. 1843. Distribuição no Brasil: AC, AL, AM, AP, BA, CE, DF, ES, MA, MG, MS, MT, PA, PE, PR, RJ, RO, RR, SC, SE, SP e TO. Ocorre no Espírito Santo: Linhares, Reserva Natural Vale; Vargem Alta, Rio Novo, Santa Tereza, Estação Biológica de Caixa D'Água.

Leucobryum sordidum Ångstr., Öfvers K. Vetensk.-Akad. Förh. 33(4): 7. 1876. Distribuição no Brasil: BA, CE, ES, MG, MT, PR, RJ, RS, SC e SP. Ocorre no Espírito Santo: Domingos Martins, Parque Estadual Pedra Azul; Linhares, Reserva Natural Vale.

Ochrobryum gardneri (Müll. Hal.) Mitt., J. Linn. Soc. Bot. 12: 108. 1869. Distribuição no Brasil: AL, AM, BA, CE, DF, ES, GO, MG, MS, MT, PA, PE, PR, RJ, RO, RR, SP e TO. Ocorre no Espírito Santo: Linhares, Reserva Natural Vale.

Meteoriaceae

Floribundaria flaccida (Mitt.) Broth. in Engler & Prantl, Natürl. Pflanzenfam. 1(3): 822. 1906. Distribuição no Brasil: BA, CE, DF, ES, GO, MG, MT, PE, PR, RJ, RS, SC e SP. Ocorre no Espírito Santo: Linhares, Reserva Natural Vale.

Floribundaria floribunda (Dozy & Molk.) M. Fleisch., Hedwigia 44: 302. 1905. Distribuição no Brasil: ES e RS. Ocorre no Espírito Santo: Linhares, Reserva Natural Vale.

Meteorium deppei (Hornsch. ex Müll. Hal.) Mitt., J. Linn. Soc. Bot. 12: 441. 1869. Distribuição no Brasil: AL, BA, CE, DF, ES, GO, MG, MS, PE, PR, RJ, RS, SC e SP. Ocorre no Espírito Santo: Linhares, Reserva Natural Vale; Santa Tereza, Rio Timbuí.

Neckeraceae

Neckeropsis disticha (Hedw.) Kindb., Canad. Rec. Sci. 6: 21. 1894. Distribuição no Brasil: AC, AL, AM, AP, BA, ES, GO, MG, MT, PA, PE, PR, RJ, RR, RS, SC e SP. Ocorre no Espírito Santo: Linhares, Reserva Natural Vale; Rio Mutum; Serra, Estação Biológica de Mestre Álvaro.

Neckeropsis undulata (Hedw.) Reichardt, Reise

Öst. Freg. Novara Bot. 1: 181. 1870. Distribuição no Brasil: AC, AL, AM, AP, BA, CE, DF, ES, GO, MA, MG, MS, MT, PA, PE, PR, RJ, RO, RR, RS, SC e SP. Ocorre no Espírito Santo: Domingos Martins, Reserva Florestal Pedra Azul; Guarapari, Parque Estadual de Setiba; Linhares, Reserva Natural Vale; Serra, Estação Biológica de Mestre Álvaro; Vargem Alta, Hotel Chaminé.

Octoblepharaceae

Octoblepharum albidum Hedw. var. *albidum*, Spec. Musc. Frond.: 50. 1801. Distribuição no Brasil: AC, AL, AM, AP, BA, CE, DF, ES, RN, GO, MA, MG, MS, MT, PA, PB, PE, PI, PR, RJ, RN, RO, RR, RS, SC, SE, SP e TO. Ocorre no Espírito Santo: Vila Velha, Morro da Penha; Ponta da Fruta, Morro da Lagoa; Anchieta, Praia de Guanabara; Aracruz, Barra do Riacho; Cachoeiro do Itapemirim; Domingos Martins, Parque Estadual Pedra Azul; Guarapari, Parque Estadual de Setiba, Meáipe; Linhares, Lagoa Juparanã, Reserva Natural Vale; Piúma; Ponta da Fruta; Santa Tereza; Serra, Estação Biológica de Mestre Álvaro; Viana, Rio Jacu.

Octoblepharum pulvinatum (Dozy & Molk.) Mitt., J. Linn. Soc. Bot. 12: 109. 1869. Distribuição no Brasil: AC, AL, AM, AP, BA, CE, ES, GO, MA, MG, MS, MT, PA, PE, RJ, RO, RR, SC, SP e TO. Ocorre no Espírito Santo: Linhares, Reserva Natural Vale.

Orthotrichaceae

Groutiella apiculata (Hook.) H.A. Crum & Steere, Bryologist 53(2): 146. 1950. Distribuição no Brasil: AL, BA, CE, ES, MA, MG, MS, MT, PA, PE, PR, RJ, RS, SC e SP. Ocorre no Espírito Santo: Aracruz, Barra do Riacho; Guarapari, Parque Estadual de Setiba; Linhares, Reserva Natural Vale; Santa Tereza, Estação Biológica do Museu Nacional.

Groutiella tumidula (Mitt.) Vitt, Bryologist 82(1): 9. 1979. Distribuição no Brasil: AC, AL, AM, BA, CE, ES, MT, PA, PB, PR, RJ, RO, RS, SE e SP. Ocorre no Espírito Santo: Domingos Martins, Parque Estadual Pedra Azul; Linhares, Reserva Natural Vale; Vila Velha, Morro da Penha; Serra, Estação Biológica de Mestre Álvaro.

Macromitrium punctatum (Hook. & Grev.) Brid., Bryol. Univ. 1: 739. 1826. Distribuição no Brasil: AL, AM, AP, BA, CE, ES, GO, MG, PE, PR, RJ, RS e SP. Ocorre no Espírito Santo: Santa Tereza; Vila Velha, Morro da Penha; Domingos Martins, Parque

Estadual Pedra Azul; Linhares, Reserva Natural Vale; Santa Cruz, Bairro Coqueiral.

Schlotheimia jamesonii (Arn.) Brid., Bryol. Univ. 1: 742. 1826. Distribuição no Brasil: BA, CE, DF, ES, GO, MA, MG, MS, PE, P R, RJ, RS, SC e SP. Ocorre no Espírito Santo: Linhares, Reserva Natural Vale; Santa Tereza, Rio Timbuí.

Schlotheimia rugifolia (Hook.) Schwägr., Spec. Musc. Frond. Suppl. 2(1): 150. 1824. Distribuição no Brasil: AC, AL, AM, BA, CE, DF, ES, GO, MG, MT, PA, PE, PR, RJ, RO, RS, SC, SP e TO. Ocorre no Espírito Santo: Santa Tereza, Estação Biológica do Museu Nacional, Reserva Biológica de Nova Lombardia; Guarapari, Parque Estadual de Setiba; Aracruz, Barra do Riacho; Serra, Estação Biológica de Mestre Álvaro; Domingos Martins, Parque Estadual Pedra Azul; Guarapari; Linhares, Reserva Natural Vale; Santa Tereza; Vargem Alta.

Pottiaceae

Tortella humilis (Hedw.) Jenn., Mann. Moss. W. Pennsylv. 96: 13. 1913. Distribuição no Brasil: BA, DF, ES, GO, MA, MG, MS, PE, PR, RJ, RS, SC e SP. Ocorre no Espírito Santo: Santa Tereza, Vale do Canaã; Conceição do Castelo, Venda Nova; Domingos Martins, Vale das Orquídeas, Parque Estadual Pedra Azul; Linhares, Reserva Natural Vale; Vila Velha, Morro da Penha; Vitória, Restinga de Camburi.

Pterobryaceae

Henicodium geniculatum (Mitt.) W.R. Buck, Bryologist 92(4): 534. 1989. Distribuição no Brasil: AC, AL, AM, AP, BA, CE, DF, ES, GO, MG, MT, PA, PB, PE, RJ, RO e SP. Ocorre no Espírito Santo: Jaguaré; Linhares, Reserva Natural Vale.

Racopilaceae

Racopilum tomentosum (Hedw.) Brid., Bryol. Univ. 2: 719. 1827. Distribuição no Brasil: AC, AL, AM, BA, CE, DF, ES, GO, MG, MS, MT, PA, PE, PR, RJ, RO, RS, SC e SP. Ocorre no Espírito Santo: Guarapari, Praia Setibana; Vila Velha, Morro da Penha; Iúna, Guarapari, Praia Setibana; Cachoeiro do Itapemirim; Domingos Martins, Parque Estadual Pedra Azul; Linhares, Reserva Natural Vale; Santa Tereza; Santa Cruz, Bairro Coqueiral; Vargem Alta, Hotel Chaminé; Venda Nova.

Rhizogoniaceae

Pyrrhobryum spiniforme (Hedw.) Mitt., J. Linn. Soc. Bot. 10: 174. 1868. Distribuição no Brasil: AM, BA, ES, GO, MG, MT, PE, PR, RJ, RO, RR, RS, SC e SP. Ocorre no Espírito Santo: Domingos Martins, Parque Estadual Pedra Azul; Linhares, Reserva Natural Vale; Santa Tereza, Nova Lombardia, Reserva Biológica do Museu Nacional, Estação Biológica da Caixa D'Água, Mata Fria; Serra, Estação Biológica de Mestre Álvaro.

Sematophyllaceae

Acroporium pungens (Hedw.) Broth. in Engler & Prantl, Natürl. Pflanzenfam. ed. 2, 11: 436. 1925. Distribuição no Brasil: AM, AP, BA, CE, DF, ES, GO, MG, PA, PR, RJ, RO, RR, RS, SC e SP. Ocorre no Espírito Santo: Linhares, Reserva Natural Vale; Vargem Alta, Rio Novo.

Sematophyllum demissum (Wilson) Mitt., J. Linn. Soc. Bot. 8: 5. 1865. Distribuição no Brasil: ES, MT e RJ. Ocorre no Espírito Santo: Linhares, Reserva Natural Vale.

Sematophyllum galipense (Müll. Hal.) Mitt., J. Linn. Soc. Bot. 12: 480. 1869. Distribuição no Brasil: AL, BA, CE, DF, ES, GO, MG, MT, PA, PE, PR, RJ, RO, RR, RS, SC, SP e TO. Ocorre no Espírito Santo: Ponta da Fruta; Domingos Martins, Morro do Cruzeiro, Parque Estadual Pedra Azul; Linhares, Reserva Natural Vale; Santa Tereza, Reserva Biológica Nova Lombardia; Serra, Estação Biológica de Mestre Álvaro.

Sematophyllum subpinnatum (Brid.) E. Britton, Bryologist 21(2): 28. 1918 (1919). Distribuição no Brasil: AC, AL, AM, AP, BA, CE, DF, ES, GO, MG, MS, MT, PA, PB, PE, PR, RJ, RO, RR, RS, SC, SP e TO. Ocorre no Espírito Santo: Domingos Martins, Vale das Orquídeas, Parque Estadual Pedra Azul; Guarapari, Parque Estadual de Setiba; Jaguaré; Linhares, Reserva Natural Vale; Santa Tereza, Reserva Biológica de Santa Lucia, Trilha Bonita; Anchieta entre Meaípe e Ubú; Linhares, Lagoa Juparaná; Serra, Estação Biológica de Mestre Álvaro; Fundão; Santa Tereza, Rio Timbuí; Barra de São Francisco. Obs.: Alguns trabalhos se referem como *Sematophyllum caespitosum* (Hedw.) Mitt.

Sematophyllum subsimplex (Hedw.) Mitt., J. Linn. Soc. Bot. 12: 494. 1869. Distribuição no Brasil: AC, AL, AM, AP, BA, CE, DF, ES, GO, MA, MG, MS, MT, PA, PB, PE, PI, PR, RJ, RO, RR, RS, SC, SE, SP e TO. Ocorre no Espírito Santo: Domingos Martins, Venda

Nova; Linhares, Reserva Natural Vale; Santa Tereza, Reserva Biológica Augusto Ruschi, Trilha do Muriqui, estrada Santa Tereza-Frundão; Iconha; Ponta da Fruta, Fazenda Morro da Lagoa; Vila Velha, Morro da Penha; Santa Tereza, Rio Timbuí; Ilha da Trindade, Alto Pico da Trindade.

Taxithelium planum (Brid.) Mitt., J. Linn. Soc. Bot. 12: 469. 1869. Distribuição no Brasil: AC, AL, AM, AP, BA, DF, ES, GO, MA, MG, MS, MT, PA, PB, PE, PR, RJ, RO, RR, SC, SP e TO. Ocorre no Espírito Santo: Iconha; Linhares, Reserva Natural Vale, Lagoa Juparaná.

Taxithelium pluripunctatum (Renauld & Cardot) W.R. Buck, Moscosoa 2: 60. 1983. Distribuição no Brasil: AM, BA, ES, MG, PA, PE, RR e SP. Ocorre no Espírito Santo: Linhares, Reserva Natural Vale.

Trichosteleum papillosum (Hornsch.) A. Jaeger, Ber. Thätigk. St. Gallischen Naturwiss. Ges. 1876-77: 419. 1878. Distribuição no Brasil: AC, AL, AM, AP, BA, ES, MG, MT, PA, PE, RJ, RO, RR, SC, SE, SP e TO. Ocorre no Espírito Santo: Linhares, Reserva Natural Vale; Mimoso.

Sphagnaceae

Sphagnum oxyphyllum Warnst., Hedwigia 29: 192. 1890. Distribuição no Brasil: BA, ES, MG, RJ, SC e SP. Ocorre no Espírito Santo: Caparaó, Cachoeira Bonita; Linhares, Reserva Natural Vale.

Sphagnum perichaetiale Hampe var. *perichaetiale*, Linnaea 20: 66. 1847. Distribuição no Brasil: AM, BA, DF, ES, GO, MG, MS, PA, PR, RJ, RO, RR, SC, SP e TO. Ocorre no Espírito Santo: Linhares, Reserva Natural Vale; Santa Tereza; Nova Lombardia, Reserva Biológica Augusto Ruschi, Trilha Muriqui.

Stereophyllaceae

Pilosium chlorophyllum (Hornsch.) Müll. Hal. ex Broth., Flora 83: 340. 1897. Distribuição no Brasil: AC, AL, AM, AP, BA, CE, DF, ES, GO, MA, MG, MS, MT, PA, PE, RJ, RO, RR, RS, SP e TO. Ocorre no Espírito Santo: Domingos Martins, Parque Estadual Pedra Azul; Linhares, Reserva Natural Vale.

Thuidiaceae

Thuidium tomentosum Schimp. in Besch., Mém. Soc. Sci. Nat. Cherbourg 16: 237. 1872. Distribuição no Brasil: AL, BA, ES, GO, MG, MS,



Figura 2: A) *Pymrrhobryum spiniforme*; B) *Pilosium chlorophyllum*; C) *Choenecolea doellingeri*; D) *Frullania neesii*; E) *Frullania riojaneirensis*; F) *Frullania riojaneirensis* (detalhe); G) *Leucolejeunea unciloba*; H) *Pycnolejeunea macroloba*; I) *Radula javanica*; J) *Radula mexicana*.

MT, PE, PR, RJ, RR, RS, SC e SP. Ocorre no Espírito Santo: Domingos Martins, Parque Estadual Pedra Azul; Linhares, Reserva Natural Vale, estrada para Colatina.

MARCHANTIOPHYTA

Aneuraceae

**Aneura latissima* Spruce, Trans. & Proc. Bot. Soc. Edinburgh 15: 554. 1885. Distribuição no Brasil: AM, ES, PR, SC e SP. Ocorre no Espírito Santo: Linhares, Reserva Natural da Vale do Rio Doce.

Riccardia chamedryfolia (With.) Grolle, Trans. Brit. Bryol. Sco. 5: 772. 1969. Distribuição no Brasil: AC, AM, BA, CE, DF, ES, GO, MG, MS, MT, PR, RJ, RS, SC e SP. Ocorre no Espírito Santo: Linhares, Reserva Natural Vale; Domingos Martins, Marechal Floriano; Santa Tereza, Reserva Biológica de Nova Lombardia.

Riccardia digitiloba (Spruce) Pagán f. digitiloba, Bryologist 42(1): 6. 1939. Distribuição no Brasil: AC, BA, CE, DF, ES, GO, MG, MS, MT, PE, PR, RJ, RS, SC, SE e SP. Ocorre no Espírito Santo: Linhares, Reserva Natural Vale; Santa Tereza, Rio Timbuí; Serra, Estação Biológica de Mestre Álvaro; Vargem Alta.

Riccardia glaziovii (Spruce) Meenks, J. Hattori Bot. Lab. 62: 173. 1987. Distribuição no Brasil: AP, BA, ES, MG, PA, RJ, RS, SC e SP. Ocorre no Espírito Santo: Linhares, Reserva Natural Vale.

**Riccardia regnelli* (Ångstr.) K.G. Hell, Bolm. Univ. S. Paulo 335, Bot. 25: 110. 1969. Distribuição no Brasil: ES, MG, MT, PE, PR, RJ, RS, SC e SP. Ocorre no Espírito Santo: Linhares, Reserva Natural Vale.

Calypogeiaceae

Calypogeia andicola Bischler, Candollea 18: 79. 1962 (1963). Distribuição no Brasil: BA e ES. Ocorre no Espírito Santo: Linhares, Reserva Natural Vale.

Cephaloziellaceae

Cylindrocolea rhizantha (Mont.) R.M. Schust., Nova Hedwigia 22: 175. 1971. Distribuição no Brasil: AC, AL, BA, CE, DF, ES, GO, MG, PE, RJ e SP. Ocorre no Espírito Santo: Ilha do Francês; Guarapari; Linhares, Reserva Natural Vale.

Chonecoleaceae

Chonecolea doellingeri (Nees) Grolle, Revue Bryol. Lichénol. 25: 295. 1956. Distribuição no Brasil: CE, DF, ES, MG, MS, PR, RJ, RS, SC e SP. Ocorre no Espírito Santo: Lagoa Juparaná; Linhares, Reserva Natural Vale; Guarapari, Parque Estadual de Setiba; Serra, Jacaraípe; Vila Velha, Morro da Penha; Santa Cruz, Bairro Coqueiral; Presidente Kennedy, Praia das Neves; Piúma.

Fossombroniaceae

Fossombronia porphyrorhiza (Nees) Prosk., Bryologist 58(3): 197. 1955. Distribuição no Brasil: BA, CE, DF, ES, GO, MA, MG, MS, MT, PE, PI, RJ, RS, SP e TO. Ocorre no Espírito Santo: Anchieta; Cachoeiro do Itapemirim; Domingos Martins, Morro do Cruzeiro; Linhares, Reserva Natural Vale; Lagoa Juparaná; Viana; Ubú; Iconha-Piúma; Santa Tereza, Rio Timbuí.

Frullaniaceae (Jubulaceae)

Frullania arecae (Spreng.) Spruce, Trans. & Proc. Bot. Soc. Edinburgh 15: 20. 1884 (1885). Distribuição no Brasil: AC, BA, DF, ES, GO, MG, MT, PE, PR, RJ, RR, RS, SE e SP. Ocorre no Espírito Santo: Domingos Martins, Parque Estadual Pedra Azul; Linhares, Reserva Natural Vale.

Frullania beyrichiana (Lehm. & Lindenb.) Lehm. & Lindenb. in Gottsche *et al.*, Syn. Hepat.: 460. 1845. Distribuição no Brasil: AC, BA, ES, GO, MG, MT, PA, PE, PR, RJ, RS, SC e SP. Ocorre no Espírito Santo: Ilha da Trindade, Alto Pico da Trindade; Linhares, Reserva Natural Vale.

Frullania brasiliensis Raddi, Soc. Ital. Atti. Sci. Mod. 19: 36. 1822. Distribuição no Brasil: AL, BA, CE, DF, ES, GO, MG, PE, PR, RJ, RS, SC e SP. Ocorre no Espírito Santo: Iconha, Itapecoá; Viana, Rio Jacu; Domingos Martins, Parque Estadual Pedra Azul; Linhares, Reserva Natural Vale; Santa Tereza, Reserva Biológica do Museu Nacional, Bosque do Museu de Biologia Mello Leitão; Serra, Estação Biológica de Mestre Álvaro.

Frullania caulisequa (Nees) Nees in Gottsche *et al.*, Syn. Hepat.: 448. 1845. Distribuição no Brasil: AC, AL, BA, CE, DF, ES, GO, MG, MT, PA, PB, PE, PR, RJ, RR, RS, SC, SE e SP. Ocorre no Espírito Santo: Anchieta entre Meaípe e Ubú; Domingos Martins, Parque Estadual Pedra Azul; Guarapari, Parque

Estadual de Setiba; Linhares, Reserva Natural Vale; Serra; Jacaraípe; Vale Verde do Itapemirim; Vitória, Restinga de Camburi.

Frullania dilatata (L.) Dumort., Recueil d'Obs. Jungerm. Tournay: 13. 1835. Distribuição no Brasil: BA, CE, ES, GO, MG, MS, MT, PE, RJ, RS e SP. Ocorre no Espírito Santo: Domingos Martins, Parque Estadual Pedra Azul; Linhares, Reserva Natural Vale.

Frullania dusenii Steph., Archos Mus. Nac. Rio de Janeiro 13: 115. 1903. Distribuição no Brasil: AL, CE, ES, GO, MG, PE, RJ, RR, RS, SC, SE e SP. Ocorre no Espírito Santo: Linhares, Reserva Natural Vale.

Frullania ericoides (Nees) Mont., Ann. Sci. Nat. Bot. sér. 2, 12: 51. 1839. Distribuição no Brasil: AC, AL, AM, BA, CE, DF, ES, RN, GO, MA, MG, MS, MT, PB, PE, PR, RJ, RS, SC, SE e SP. Ocorre no Espírito Santo: Domingos Martins, Parque Estadual Pedra Azul; Linhares, Reserva Natural Vale; Guarapari, Parque Estadual de Setiba; Piúma, Iriri; Ubú; Ilha do Francês; Aracruz, Vila Barra do Riacho; Vila Velha, Barra do Jucuí, Morro da Penha; Ponta da Fruta; Anchieta, Quitiba Clube; Santa Cruz, Bairro Coqueiral; Colatina, Rio Doce; Santa Tereza, São João de Petrópolis, Escola Agrotécnica Federal de Santa Tereza; Serra; Domingos Martins, Marechal Floriano; Vitória, Campus da Universidade Federal do Espírito Santo; Santa Tereza, Bosque do Museu de Biologia Mello Leitão; Ibirapu.

**Frullania griffithsiana* Gottsche in Gottsche et al., Syn. Hepat.: 466. 1845. Distribuição no Brasil: BA, ES, MG, RS e SP. Ocorre no Espírito Santo: Linhares, Reserva Natural Vale.

Frullania gymnotis Nees & Mont., Ann. Sci. Nat. Bot. sér. 2, 19: 257. 1843. Distribuição no Brasil: BA, CE, ES, GO, PA, PE, RJ, RR, RS, SE e SP. Ocorre no Espírito Santo: Linhares, Reserva Natural Vale.

Frullania neesii Lindenb. in Gottsche et al., Syn. Hepat.: 450. 1845. Distribuição no Brasil: AC, AM, BA, CE, DF, ES, GO, MG, MT, PB, PE, PR, RJ, RR, RS, SE e SP. Ocorre no Espírito Santo: Piúma, Lagoa da Piabanha; Aracruz, Barra do Riacho; Linhares, Reserva Natural Vale; Guarapari, Parque Estadual de Setiba; Vila Velha, Morro da Penha; Vitória. Obs.: várias publicações citam como *Frullania kunzei* (Lehm. & Lindenb.) Lehm. & Lindenb.

Frullania neurota T. Taylor, London J. Bot. 5: 400. 1846. Distribuição no Brasil: CE, ES, RJ e RS. Ocorre no Espírito Santo: Linhares, Reserva Natural Vale.

Frullania riojaneirensis (Raddi) Ångstr., Öfversk. Vetensk.-Akad. Förh. 33(7): 88. 1876. Distribuição no Brasil: AL, BA, CE, DF, ES, GO, MG, MS, MT, PA, PB, P E, PR, RJ, RS, SE, SC e SP. Ocorre no Espírito Santo: Domingos Martins, Parque Estadual Pedra Azul; Jacaraípe; Santa Tereza, São João de Petrópolis, Bosque do Museu de Biologia Mello Leitão; Piúma; Guarapari, Meaípe, Parque Estadual de Setiba; Linhares, Reserva Natural Vale; Serra, Jacaraípe; Vitória, Restinga de Camburi; Piúma; Ponta da Fruta, Fazenda Morro da Lagoa.

Frullania setigera Steph., Hedwigia 33: 159. 1894. Distribuição no Brasil: BA, ES, MG, PR, RJ, RS, SC e SP. Ocorre no Espírito Santo: Linhares, Reserva Natural Vale.

**Frullania supradecomposita* (Lehm. & Lindenb.) Lehm. & Lindenb. in Gottsche et al., Syn. Hepat.: 431. 1845. Distribuição no Brasil: ES, MG, MS, MT, PB, RJ, RS e SP. Ocorre no Espírito Santo: Linhares, Reserva Natural Vale.

Geocalycaceae

Lophocolea martiana Nees in Gottsche et al., Syn. Hepat.: 152. 1845. Distribuição no Brasil: AL, AM, AP, BA, CE, ES, GO, MG, MT, PA, PE, PR, RJ, RS, SC, SE e SP. Ocorre no Espírito Santo: Aracruz, Rio dos Comboios; Linhares, Reserva Natural Vale; Venda Nova; Serra, Estação Biológica de Mestre Álvaro.

Lejeuneaceae

Acrolejeunea emergens (Mitt.) Steph. in Engler, Pflanzenwelt Ost'Afrikas C: 65. 1895. Distribuição no Brasil: AC, AM, BA, CE, DF, ES, GO, MA, MG, MS, MT, PA, PR, RJ, RO, RR, RS e SP. Ocorre no Espírito Santo: Linhares, Reserva Natural Vale.

Anoplolejeunea conferta (C.F.W. Meiss. ex Spreng.) A. Evans, Bull. Torrey Bot. Club 35: 175. 1908. Distribuição no Brasil: AL, BA, ES, MG, PA, PB, PE, PR, RJ, SC e SP. Ocorre no Espírito Santo: Caparaó, Cachoeira Bonita; Domingos Martins, Parque Estadual Pedra Azul; Linhares, Reserva Natural Vale; Vargem Alta.

Aphanolejeunea ephemeroides R.M. Schust., J. Elisha Mitchell Sci. Soc. 71(1): 130. 1955. Distribuição no Brasil: ES e SP. Ocorre no Espírito Santo: Linhares, Reserva Natural Vale.

Archilejeunea auberiana (Mont.) A. Evans, Bull. Torrey Bot. Club 35: 168. 1908. Distribuição no Brasil: AC, AM, AP, BA, ES, MG, MT, PA, PE, PR, RJ,

RO, RR, RS e SP. Ocorre no Espírito Santo: Linhares, Reserva Natural Vale.

Archilejeunea fuscescens (Hampe) Fulford, *Bryologist* 45(6): 174. 1942. Distribuição no Brasil: AC, AL, AM, BA, ES, MG, PA, PE, PR, RJ, RR e SP. Ocorre no Espírito Santo: Linhares, Reserva Natural Vale.

Bryopteris diffusa (Sw.) Nees in Gottsche *et al.*, *Syn. Hepat.*: 286. 1845. Distribuição no Brasil: AC, AL, AM, BA, CE, ES, MG, MT, PA, PE, PR, RJ, RS, SC, SE e SP. Ocorre no Espírito Santo: Linhares, Reserva Natural Vale, margem do Rio Doce; Serra, Estação Biológica de Mestre Álvaro, Jacaraípe; Santa Tereza, Distrito de Santa Leopoldina; Venda Nova.

Caudalejeunea lehmanniana (Gottsche) A. Evans, *Bull. Torrey Bot. Club* 34: 554. 1905. Distribuição no Brasil: AL, AM, AP, BA, CE, ES, GO, MT, PA, PE, PR, RJ, RO, RR, RS, SC, SE e SP. Ocorre no Espírito Santo: Jaguaré; Linhares, Reserva Natural Vale.

Ceratolejeunea cubensis (Mont.) Schiffn. in Engler & Prantl, *Natürl. Pflanzenfam.* 1(3): 125. 1893. Distribuição no Brasil: AC, AL, AM, AP, BA, CE, ES, PA, PB, PE, RJ, SC e SP. Ocorre no Espírito Santo: Linhares, Reserva Natural Vale; Serra, Estação Biológica de Mestre Álvaro.

Cheilolejeunea adnata (Kuntze) Grolle, *J. Bryol.* 9: 529. 1977. Distribuição no Brasil: AC, AL, AM, AP, CE, ES, MG, MT, PA, PE, PR, RN, RR, SC e SP. Ocorre no Espírito Santo: Linhares, Reserva Natural Vale; Piúma, lagoa Piabanha.

Cheilolejeunea clausa (Nees & Mont.) R.M. Schust., *Hepat. Anthocerotae N. Amer.* 4: 863. 1980. Distribuição no Brasil: AC, AL, AM, AP, BA, CE, ES, GO, MG, MS, MT, PA, PE, PR, RJ, RS, SC e SP. Ocorre no Espírito Santo: Guarapari, Nova Guarapari; Linhares, Reserva Natural Vale.

Cheilolejeunea discoidea (Lehm. & Lindenb.) Kachroo & R.M. Schust., *J. Linn. Soc. London Bot.* 56(368): 509. 1961. Distribuição no Brasil: AL, BA, CE, DF, ES, GO, MG, MS, MT, PA, PE, RJ, RS, SE e SP. Ocorre no Espírito Santo: Guarapari, Parque Estadual de Setiba; Linhares, Reserva Natural Vale; Vitória, Restinga de Cambuí; Piúma, Lagoa Piabanha.

Cheilolejeunea rigidula (Nees ex Mont.) R.M. Schust., *Castanea* 36: 102. 1971. Distribuição no Brasil: AC, AL, AM, AP, BA, CE, DF, ES, GO, MA, MG, MS, MT, PA, PB, PE, PR, RJ, RR, RS, SC, SE,

SP e TO. Ocorre no Espírito Santo: Aracruz, Rio dos Comboios; Domingos Martins, Reserva Florestal Pedra Azul; Guarapari, Setiba; Linhares, Reserva Natural Vale; Serra, Estação Biológica de Mestre Álvaro.

Cololejeunea cardiocarpa (Mont.) A. Evans, *Mem. Torrey Bot. Club* 8: 172. 1902. Distribuição no Brasil: AL, AM, AP, BA, ES, GO, MG, MS, MT, PA, PB, PE, PR, RJ, RO, RR, SC, SE e SP. Ocorre no Espírito Santo: Guarapari, Parque Estadual de Setiba; Linhares, Reserva Natural Vale; Vitória, Restinga de Camburi.

Cololejeunea diaphana A. Evans, *Bull. Torrey Bot. Club* 32: 184. 1905. Distribuição no Brasil: AL, AM, BA, DF, ES, GO, MG, MS, MT, PA, PE, RJ, RS, SC e SP. Ocorre no Espírito Santo: Guarapari, Parque Estadual de Setiba, Meaípe; Linhares, Reserva Natural Vale; Serra, Estação Biológica de Mestre Álvaro.

Diplasiolejeunea rudolphiana Steph., *Hedwigia* 35: 79. 1896. Distribuição no Brasil: AC, AL, AM, BA, CE, ES, PB, PE, RJ, SC, SE e SP. Ocorre no Espírito Santo: Serra, Jacaraípe; Linhares, Reserva Natural Vale; Serra; Domingos Martins, Marechal Floriano.

Lejeunea adpressa Nees in Gottsche *et al.*, *Syn. Hepat.*: 380. 1845. Distribuição no Brasil: AL, AM, BA, ES, MG, PE, PR, RJ e SP. Ocorre no Espírito Santo: Domingos Martins, Santa Isabel; Guarapari, Parque Estadual de Setiba; Linhares, Reserva Natural Vale; Ponta da Fruta; Santa Tereza, Reserva Biológica de Nova Lombardia; Nova Almeida.

Lejeunea aphanes Spruce, *Trans. & Proc. Soc. Bot. Edinburgh* 15: 290. 1884 (1885). Distribuição no Brasil: AL, BA, CE, PR e SP. Ocorre no Espírito Santo: Domingos Martins, Parque Estadual Pedra Azul; Linhares, Reserva Natural Vale.

Lejeunea bermudiana (A. Evans) R.M. Schust., *Hepat. & Anthoc. N. Amer.* 4: 1105. 1980. Distribuição no Brasil: AC, BA, ES, GO, RJ, SC e SP. Ocorre no Espírito Santo: Linhares, Reserva Natural Vale.

Lejeunea cancellata Nees & Mont. in Montagne, in Ramón de la Sagra, *Hist. Phys. Bot. Plant. Cell. Cuba* 9: 472. 1842. Distribuição no Brasil: AL, BA, CE, ES, GO, MA, MG, MS, MT, PR, RJ, RS, SC e SP. Ocorre no Espírito Santo: Domingos Martins, Parque Estadual Pedra Azul; Linhares, Reserva Natural Vale; Serra, Estação Biológica de Mestre Álvaro; Piúma.

Lejeunea caulicalyx (Steph.) E. Reiner & Goda, J. Hattori Bot. Lab. 89: 13. 2000. Distribuição no Brasil: AC, AL, BA, CE, ES, MA, MG, MS, MT, PA, PE, PR, RJ, RR e SP. Ocorre no Espírito Santo: Domingos Martins, Parque Estadual Pedra Azul; Guarapari, Parque Estadual de Setiba; Linhares, Reserva Natural Vale; Iconha, Itapecoá.

Lejeunea cladogyna A. Evans, Amer. J. Bot. 5: 134. 1918. Distribuição no Brasil: AM, BA, ES, MT e SP. Ocorre no Espírito Santo: Linhares, Reserva Natural Vale.

Lejeunea deplanata Nees in Gottsche et al., Syn. Hepat.: 368. 1845. Distribuição no Brasil: AM, BA, CE, ES, GO, MG, MS, MT, PB, PE, PR, RJ, RS e SP. Ocorre no Espírito Santo: Domingos Martins, Marechal Floriano; Guarapari, Parque Estadual de Setiba; Linhares, Reserva Natural Vale.

Lejeunea flava (Sw.) Nees, Naturgesch. Eur. Liberm. 3: 277. 1838. Distribuição no Brasil: AC, AL, AM, BA, CE, DF, ES, GO, MA, MG, MS, MT, PA, PB, PE, PR, RJ, RR, RS, SC, SE, SP e TO. Ocorre no Espírito Santo: Domingos Martins, Parque Estadual Pedra Azul, Marechal Floriano; Guarapari, Parque Estadual de Setiba; Linhares, Reserva Natural Vale; Venda Nova; Vitória, Restinga de Camburi; Ponta da Fruta; Vila Velha, Morro da Penha; Guarapari, Nova Guarapari; Serra, Estação Biológica de Mestre Álvaro; Santa Tereza, Reserva Biológica de Nova Lombardia.

Lejeunea laetevirens Nees & Mont. in Ramón de la Sagra, Hist. Phys. Bot. Plant. Cell. Cuba 9: 469. 1842. Distribuição no Brasil: AC, AL, AM, AP, BA, CE, DF, ES, RN, GO, MA, MG, MS, MT, PA, PB, PE, PR, RJ, RN, RR, RS, SC, SE e SP. Ocorre no Espírito Santo: Caparaó, Rio José Pedro; Domingos Martins, Parque Estadual Pedra Azul; Guarapari, Meiapê; Linhares, Reserva Natural Vale; Piúma; Ilha do Francês; Linhares, Vila Barra de Regência; Ponta da Fruta, Morro da Lagoa; Vila Velha, Morro da Penha; Nova Almeida; Santa Cruz, Bairro Coqueiral; Serra.

Lejeunea minutiloba A. Evans, Bull. Torrey Bot. Club 44: 525. 1917. Distribuição no Brasil: BA, CE, ES, MS, PE, PR, RJ e SP. Ocorre no Espírito Santo: Linhares, Reserva Natural Vale.

Lejeunea phyllobola Nees & Mont. in Ramón de la Sagra, Hist. Fis. Pol. Natur. Bot. Cuba 9: 471. 1842. Distribuição no Brasil: AC, AL, AM, BA, CE, DF, ES, GO, MA, MG, MS, MT, PA, PE, PR, RJ, RN, RS, SC e SP. Ocorre no Espírito Santo: Domingos

Martins, Parque Estadual Pedra Azul; Guarapari, Parque Estadual de Setiba; Linhares, Reserva Natural Vale; Piúma; Aracruz, Barra do Riacho; Ponta da Fruta, Fazenda Morro da Lagoa; Vila Velha, Morro da Penha; Santa Tereza, Reserva Biológica de Nova Lombardia; Viana, Rio Jucu.

Leptolejeunea elliptica (Lehm. & Lindenb.) Schiffn. in Engler & Prantl, Natürl. Pflanzenfam. 1(3): 126. 1893. Distribuição no Brasil: AC, AL, AM, AP, BA, CE, DF, ES, GO, MG, MT, PA, PE, PR, RJ, RR, SC, SE e SP. Ocorre no Espírito Santo: Linhares, Reserva Natural Vale; Vale Verde do Itapemirim.

Leptolejeunea obfusca (Spruce) Steph., Spec. Hepat. 5: 373. 1913. Distribuição no Brasil: AL, AM, ES, GO, MT e SP. Ocorre no Espírito Santo: Linhares, Reserva Natural Vale.

Leucolejeunea conchifolia (A. Evans) A. Evans, Torrey 7: 299. 1907. Distribuição no Brasil: BA, ES, MG, e SP. Ocorre no Espírito Santo: Guarapari, Parque Estadual de Setiba; Linhares, Reserva Natural Vale; Serra, Jacaraípe; Ponta da Fruta, Fazenda Morro da Lagoa; Piúma.

Leucolejeunea unciloba (Lindenb.) A. Evans, Torrey 7: 228. 1907. Distribuição no Brasil: AC, AM, BA, CE, ES, MG, PA, P B, PE, PR, RJ, RS, SC e SP. Ocorre no Espírito Santo: Domingos Martins, Parque Estadual Pedra Azul; Santa Tereza; Linhares, Reserva Natural Vale; Serra, Jacaraípe; Vargem Alta, Hotel Chaminé; Venda Nova; Vitória, Restinga de Camburi.

Leucolejeunea xanthocarpa (Lehm. & Lindenb.) A. Evans, Torrey 7: 229. 1907. Distribuição no Brasil: AL, BA, CE, ES, GO, MG, PE, PR, RJ, RS, SC e SP. Ocorre no Espírito Santo: Serra, Estação Biológica de Mestre Álvaro; Caparaó, Pico da Bandeira; Domingos Martins, Parque Estadual Pedra Azul; Linhares, Reserva Natural Vale; Serra, Jacaraípe; Vargem Alta, Hotel Chaminé; Venda Nova. Obs.: muitos autores consideram as espécies de *Leucolejeunea* como *Cheilolejeunea*.

Lopholejeunea nigricans (Lindenb.) Schiffn., Consp. Hepat. Archip. Ind.: 293. 1898. Distribuição no Brasil: AC, AM, BA, CE, DF, ES, GO, MA, MG, MS, MT, PA, PE, PR, RJ, RS, SC e SP. Ocorre no Espírito Santo: Linhares, Reserva Natural Vale.

Lopholejeunea subfusca (Nees) Schiffn., Bot. Jahrb. Syst. 23: 593. 1897. Distribuição no Brasil: AC, AL, AM, AP, BA, CE, DF, ES, GO, MG, MS, MT, PA, PB, PE, RJ, RO, RR, SC e SP. Ocorre no

Espírito Santo: Aracruz, vilarejo de Barra do Riacho; Guarapari, Parque Estadual de Setiba; Jaguaré; Linhares, Reserva Natural Vale; Vargem Alta, Rio Novo; Vitória; Viana, Rio Jucu.

Mastigolejeunea auriculata (Wilson & Hook.) Schiffn. in Engler & Prantl, Natürl. Pflanzenfam. 1(3): 129. 1893. Distribuição no Brasil: AC, AL, AM, AP, BA, CE, DF, ES, GO, MA, MG, MS, MT, PA, PE, PR, RJ, RO, RS, SP e TO. Ocorre no Espírito Santo: Guarapari, Parque Estadual de Setiba; Linhares, Reserva Natural Vale.

Microlejeunea bullata (Taylor) Steph., Hedwigia 29: 90. 1890. Distribuição no Brasil: AC, AM, BA, CE, DF, ES, GO, MA, MG, MS, MT, PA, PE, PR, RJ, RN, RR, RS, SC, SE e SP. Ocorre no Espírito Santo: Piúma, Lago Piabanha; Domingos Martins, Parque Estadual Pedra Azul; Guarapari, Parque Estadual de Setiba; Linhares, Reserva Natural Vale.

Microlejeunea epiphylla Bischler in Bischler *et al.*, Nova Hedwigia 5(1-2): 378. 1963. Distribuição no Brasil: AL, AP, BA, CE, ES, GO, MA, MG, MS, P A, PB, PE, RS, SE, SP e TO. Ocorre no Espírito Santo: Aracruz; Domingos Martins, Parque Estadual Pedra Azul; Linhares, Reserva Natural Vale; Piúma.

Neurolejeunea breutellii (Gottsche) A. Evans, Bull. Torrey Bot. Club 34: 13. 1907. Distribuição no Brasil: AL, BA, ES, MG, PA, PE, PR, RJ, RS, SC e SP. Ocorre no Espírito Santo: Domingos Martins, Parque Estadual Pedra Azul; Linhares, Reserva Natural Vale.

Prionolejeunea denticulata (Weber) Schiffn. in Engler & Prantl, Natürl. Pflanzenfam. 1(3): 127. 1893. Distribuição no Brasil: AL, AM, BA, CE, ES, PA, PE, RJ, RR e SP. Ocorre no Espírito Santo: Linhares, Reserva Natural Vale.

Pycnolejeunea contigua (Nees) Grolle, J. Hattori Bot. Lab. 45: 179. 1979. Distribuição no Brasil: AL, AM, BA, CE, ES, MG, MS, PA, PE, PR, RR, RS, SC e SP. Ocorre no Espírito Santo: Linhares, Reserva Natural Vale.

Pycnolejeunea macroloba (Nees & Mont.) Schiffn. in Engler & Prantl, Natürl. Pflanzenfam. 1(3): 127. 1893. Distribuição no Brasil: AL, AM, BA, CE, ES, PA, PE e SP. Ocorre no Espírito Santo: Aracruz, Rio dos Comboios; Linhares, Reserva Natural Vale.

Pycnolejeunea papillosa X.-L. He, Acta Bot. Fennica 163: 54. 1999. Distribuição no Brasil: AM, CE e ES. Ocorre no Espírito Santo: Linhares, Reserva

Natural Vale.

Rectolejeunea berteroana (Gottsche ex Steph.) A. Evans, Bull. Torrey Bot. Club 33(1): 12. 1906. Distribuição no Brasil: AC, AL, AM, AP, BA, ES, PA, PE, PR, RJ, SC e SP. Ocorre no Espírito Santo: Guarapari; Linhares, Reserva Natural Vale; Rio Novo; Vargem Alta, Rio Novo.

Rectolejeunea emarginuliflora (Gottsche ex Schiffn.) A. Evans, Bull. Torrey Bot. Club 33(1): 14. 1906. Distribuição no Brasil: AL, AM, BA, ES, PA, PE e SP. Ocorre no Espírito Santo: Linhares, Reserva Natural Vale.

Schiffneriolejeunea polycarpa (Nees) Gradst., J. Hattori Bot. Lab. 38: 355. 1971. Distribuição no Brasil: AC, AL, AM, BA, CE, DF, ES, GO, MG, MS, MT, PA, PB, PE, PR, RJ, RR, RS, SC, SE e SP. Ocorre no Espírito Santo: Serra, Jacaraípe; Iconha, Itapecoá; Piúma; Aracruz, Barra do Riacho; Domingos Martins, Parque Estadual Pedra Azul; Guarapari, Parque Estadual de Setiba; Linhares, Reserva Natural Vale; Serra; Vargem Alta, Rio Novo; Vila Velha, Morro da Penha.

Stictolejeunea squamata (Willd. ex F. Weber) Schiffn. var. *squamata* in Engler & Prantl, Natürl. Pflanzenfam. 1(3): 131. 1893. Distribuição no Brasil: AC, AL, AM, AP, BA, ES, MA, MG, PA, PE, RJ, RS, SC e SP. Ocorre no Espírito Santo: Linhares, Reserva Natural Vale, estrada para Colatina.

Symbiezidium barbiflorum (Lindenb. & Gottsche) A. Evans, Bull. Torrey Bot. Club 34: 54. 1908. Distribuição no Brasil: AC, AL, AM, BA, ES, P A, PE, RJ, SC e SP. Ocorre no Espírito Santo: Linhares, Reserva Natural Vale; Vargem Alta, Rio Novo.

Symbiezidium transversale (Sw.) Trevis. var. *transversale*, Mem. Reale Ist. Lomb. Sci. Mat. Nat. ser. 3, 4: 403. 1877. Distribuição no Brasil: AC, AL, AM, AP, BA, CE, ES, MG, PA, PE, PR, RJ, SC e SP. Ocorre no Espírito Santo: Domingos Martins, Marechal Floriano; Linhares, Reserva Natural Vale.

Verdoornianthus griffinii Gradst., Bryologist 80(4): 609. 1977. Distribuição no Brasil: AM e ES. Ocorre no Espírito Santo: Linhares, Reserva Natural Vale.

Lepidoziaceae

Monodactylopsis monodactyla (Spruce) R.M. Schust., Nova Hedwigia 69: 532. 1999. Distribuição no Brasil: AM, ES, PA, RJ, RO e RR.

Ocorre no Espírito Santo: Linhares, Reserva Natural Vale.

Telaranea diacantha (Mont.) J.J. Engel & G.L. Merrill, Fieldiana Bot. n. ser., 44: 145. 2004. Distribuição no Brasil: AL, AM, BA, DF, ES, MG, PE, RJ, RS, SC e SP. Ocorre no Espírito Santo: Iúna, Parque Nacional do Caparaó; Domingos Martins, Parque Estadual Pedra Azul; Linhares, Reserva Natural Vale; Ponta da Fruta, Fazenda Morro da Lagoa; Serra, Estação Biológica de Mestre Álvaro.

Telaranea nematodes (Gottsche ex Austin) M. Howe, Bull. Torrey Bot. Club 29: 284. 1902. Distribuição no Brasil: AC, AM, BA, CE, DF, ES, GO, MG, MS, MT, PE, PR, RJ, RR, RS, SC, SE e SP. Ocorre no Espírito Santo: Domingos Martins, Parque Estadual Pedra Azul; Linhares, Reserva Natural Vale; Vargem Alta, Rio Novo; Serra, Estação Biológica de Mestre Álvaro.

Metzgeriaceae

Metzgeria aurantiaca Steph., Spec. Hepat. 1: 286. 1899. Distribuição no Brasil: AM, BA, CE, ES, MG, PB, PE, PR, RJ, RS, SC e SP. Ocorre no Espírito Santo: Domingos Martins, Venda Nova; Linhares, Reserva Natural Vale; Vargem Alta, Rio Novo.

**Metzgeria brasiliensis* Schiffn. in Schiffner & S. Arnell, Österr. Akad. Wiss. Math.-Naturwiss. Kl. Denkschr. 111: 22. 1964. Distribuição no Brasil: BA, ES, PR, RJ, RS, SC e SP. Ocorre no Espírito Santo: Linhares, Reserva Natural Vale.

Plagiochilaceae

Plagiochila disticha (Lehm. & Lindenb.) Lindenb., Spec. Hepat. fasc. 4: 108. 1840. Distribuição no Brasil: AC, AL, AM, AP, BA, CE, DF, ES, GO, MG, MS, MT, PA, PB, PE, RJ, RR, RS, SC e SP. Ocorre no Espírito Santo: Linhares, Reserva Natural Vale, Lagoa Juparanã; Nova Almeida.

Plagiochila martiana (Nees) Lindenb. f. *martiana*, Spec. Hepat. fasc. 1: 12. 1839. Distribuição no Brasil: AC, AL, BA, CE, DF, ES, GO, MG, MS, MT, PA, PE, PR, RJ, RS, SC e SP. Ocorre no Espírito Santo: Aracruz, Barra do Riacho; Linhares, Reserva Natural Vale; Ponta da Fruta, Morro da Lagoa; Santa Tereza, Nova Lombardia; Serra, Estação Biológica de Mestre Álvaro.

Plagiochila montagnei Nees in Nees & Mont., Ann. Sci. Nat. Bot. sér. 2, 5: 531. 1836. Distribuição

no Brasil: AC, AL, AM, BA, CE, ES, PA, PE, RJ, RS e SP. Ocorre no Espírito Santo: Domingos Martins, Parque Estadual Pedra Azul; Linhares, Reserva Natural Vale.

Plagiochila rutilans Lindenb. var. *rutilans*, Spec. Hepat. fasc. 2-4: 47. 1841. Distribuição no Brasil: AC, AM, AP, BA, CE, ES, GO, MG, MT, PA, PE, PR, RJ, RR, RS, SC e SP. Ocorre no Espírito Santo: Domingos Martins, Marechal Floriano, Parque Estadual Pedra Azul; Linhares, Reserva Natural Vale; Serra, Estação Biológica de Mestre Álvaro.

Plagiochila sullivantii Gottsche ex A. Evans, Bot. Gaz. 21: 191. 1896. Distribuição no Brasil: ES e MG. Ocorre no Espírito Santo: Linhares, Reserva Natural Vale.

Plagiochila tenuis Lindenb., Spec. Hepat. fasc. 2-4: 50. 1840. Distribuição no Brasil: AM, BA, CE, ES, MT, RS e SP. Ocorre no Espírito Santo: Linhares, Reserva Natural Vale.

Plagiochila uleana Steph., Bull. Herb. Boissier. ser. 2, 2: 868. 1902. Distribuição no Brasil: ES, RJ e SP. Ocorre no Espírito Santo: Linhares, Reserva Natural Vale.

Radulaceae

Radula affinis Lindenb. & Gottsche in Gottsche et al., Syn. Hepat.: 725. 1847. Distribuição no Brasil: ES. Ocorre no Espírito Santo: Linhares, Reserva Natural Vale.

Radula flaccida Lindenb. & Gottsche in Gottsche et al., Syn. Hepat.: 726. 1847. Distribuição no Brasil: AC, AL, AM, BA, ES, MG, PA, PE, RR e SP. Ocorre no Espírito Santo: Linhares, Reserva Natural Vale.

Radula javanica Gottsche in Gottsche et al., Syn. Hepat.: 257. 1845. Distribuição no Brasil: AC, AM, AP, BA, CE, ES, GO, MG, MS, MT, PA, PE, PR, RJ, RS, SC e SP. Ocorre no Espírito Santo: Iconha, Itapecoá; Linhares, Reserva Natural Vale; Santa Tereza, Rio Timbuí; Serra, Estação Biológica de Mestre Álvaro.

Radula kegelii Gottsche ex Steph., Hedwigia 23: 152. 1884. Distribuição no Brasil: AL, BA, ES, MG, MT, PA, PR, RJ, RS, SC e SP. Ocorre no Espírito Santo: Linhares, Reserva Natural Vale.

Radula mexicana Lindenb. & Gottsche in Gottsche, Mexik. Leverm.: 150. 1863. Distribuição no Brasil: BA, ES, PE, PR, RJ, RS e SP. Ocorre no Espírito Santo: Linhares, Reserva Natural Vale, e em Venda Nova do Imigrante.

Este trabalho demonstra que 48 espécies de briófitas listadas para o Espírito Santo têm referência apenas para a Reserva Natural da Vale do Rio Doce, sendo 16 de musgos e 32 de hepáticas. Portanto, a Reserva é uma área importante para o estudo e preservação da diversidade de briófitas.

Dentre os musgos, a família com maior riqueza específica é Calymperaceae com 11 espécies, seguida de Sematophyllaceae com oito, Fissidentaceae com sete e Brachytheciaceae e Orthotrichaceae com cinco cada uma. Ainda, para as hepáticas temos Lejeuneaceae com 14, Plagiochilaceae com sete e Aneuraceae e Radulaceae com cinco cada uma.

Destaca-se que seis espécies de briófitas endêmicas do Brasil foram encontradas na Reserva, tais como: as hepáticas, *Aneura latissima* Spruce, *Frullania griffithsiana* Gottsche, *F. supradecomposita* (Lehm. & Lindenb.) Lehm. & Lindenb., *Metzgeria brasiliensis* Schiffn., *Riccardia regnelli* (Ångstr.) K.G. Hell e o musgo, *Syrrhopodon brasiliensis* Reese.

Por isso, é importante e necessário que as coletas sejam realizadas em diferentes áreas da Reserva e, também, do estado do Espírito Santo para se conhecer a real diversidade da Reserva Natural Vale e do referido Estado. Sugere-se que futuras coletas sejam realizadas em períodos de seca e de chuva.

AGRADECIMENTO

A autora agradece a Elvis José Nunes da Silva pela digitalização das imagens.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Behar, L.; Yano, O. & Vallandro, G.C. 1992. Briófitas da restinga de Setiba, Guarapari, Espírito Santo. Boletim do Museu de Biologia Mello Leitão, n. sér. 1: 25-38.
- Brotherus, V.F. 1924. Musci (Laubmoose). In: Ergebnisse der botanischen Expedition der Kaiserlichen Akademie der Wissenschaften nach Südbrasilien 1901, herausgegeben von Prof. Dr. V. Schiffner. Denkschriften der Akademie der Wissenschaften 83: 251-358.
- Buck, W.R. & Goffinet, B. 2000. Morphology and classification of mosses. In: Shaw, A.J. & Goffinet, B. (Eds.). Bryophyte Biology. Cambridge University Press, England, p. 71-123.
- Buck, W.R. 1983. New species and new combinations in the *Sematophyllum subpinnatum* complex (Sematophyllaceae). Brittonia 35(4): 327-330.
- Buck, W.R. 1998. Pleurocarpus mosses of the West Indies. Memoirs of The New York Botanical Garden 82: 1-400.
- Buck, W.R. 2003. Guide to the plants of Central French Guiana. Part 3. Mosses. Memoirs of The New York Botanical Garden 76(3): 1-167.
- Costa, D.P. & Silva, A.G. 2003. Briófitas da Reserva Natural da Vale do Rio Doce, Linhares, Espírito Santo, Brasil. Boletim do Museu de Biologia Mello Leitão, n. sér. 16: 21-38.
- Crandall-Stotler, B. & Stotler, R. 2000. Morphology and classification of the Marchantiophyta. In: A.J. Shaw & B. Goffinet (Eds.). Bryophyte Biology. Cambridge University Press, England, p. 21-70.
- Engel, J.J. & Smith-Merrill, G.L. 2004. Austral Hepaticae 35. A taxonomic and phylogenetic study of *Telaranea* (Lepidoziaceae), with a monograph of the genus in temperate Australasia and commentary on extra-Australasian taxa. Fieldiana Botany 4: 1-265.
- Gradstein, S.R. & Costa, D.P. 2003. The Hepaticae and Anthocerotae of Brazil. Memoirs of The New York Botanical Garden 87: 1-318.
- Gradstein, S.R. 1994. Lejeuneaceae. Ptychantheae, Brachiolejeuneae. Flora Neotropica, monograph 62: 1-126.
- Gradstein, S.R. 2013. Afro-American hepatics revisited. Polish Botanical Journal 58(1): 149-177.
- Herzog, T. 1925. Contribuição ao conhecimento da flora bryologica do Brasil. Archivos de Botanica do Estado de São Paulo 1(2): 27-105.
- Ilkiu-Borges, A.L. 2005. A taxonomic monograph of the genus *Prionolejeunea* (Lejeuneaceae, Jungermanniopsida). Götting, Cuvillier Verlag, 191p.
- Koponen, T. & Fuertes, E. 2010. Contribution to the bryological flora of Argentina II. *Rhodobryum* (Bryaceae). The Bryologist 113(1): 132-143.
- Luetzelburg, P. 1923. Estudo botânico do Nordeste. Inspetoria Federal de Obras Contra Seccas. vol. 3: 1-283 (Bryophyta 232-238). Reimpresso 1974.
- Malombe, I. 2009. Studies on African *Cheilolejeunea* (Lejeuneaceae) I: new species and new combinations. Acta Botanica Hungarica 51(3-4): 315-328.
- Manuel, M.G. 1977. A monograph of the genus *Zelometeorium* Manuel, gen. nov. (Bryopsida: Meteoriaceae). The Journal of the Hattori Botanical Laboratory 43: 107-126.
- Ochi, H. 1981. A revision of the Neotropical Bryoideae, Musci (second part). The Journal of the Faculty of Education Tottori University, nat. sci. 30: 21-55.
- Pócs, T. & Lücking, A. 1997. The genus *Aphanolejeunea* A. Evans in the Guianas. Haussknechtia Beiheft 7: 26-27.
- Pócs, T. & Bernecker, A. 2009. Overview of *Aphanolejeunea* (Jungermanniopsida) after 25 years.

- Polish Botanical Journal 54(1): 1-11.
- Reese, W.D. 1993. Calymperaceae. Flora Neotropica, monograph 58: 1-102.
- Reiner-Drehwald, M.E. & Goda, A. 2000. Revision of the genus *Crossotolejeunea* (Lejeuneaceae, Hepaticae). The Journal of the Hattori Botanical Laboratory 89: 1-54.
- Reiner-Drehwald, M.E. 2009. *Lejeunea adpressa* Nees (Lejeuneaceae), a widely distributed species of tropical America. Cryptogamie, Bryologie 30(3): 329-336.
- Reiner-Drehwald, M.E. 2010. A taxonomic revision of *Lejeunea deplanata* (Lejeuneaceae, Marchantiophyta) from tropical America. Nova Hedwigia 91(3-4): 519-532.
- Schäfer-Verwimp, A. 1991. Contribution to the knowledge of the bryophyte flora of Espírito Santo, Brasil. The Journal of The Hattori Botanical Laboratory 69: 147-170.
- Visnadi, S.R. & Vital, D.M. 1995. Bryophytes from restinga in Setiba State Park, Espírito Santo State, Brazil. Tropical Bryology 10: 69-74.
- Yano, O. & Peralta, D.F. 2008. Briófitas do Espírito Santo existentes no Herbário Científico do Estado "Maria Eneyda P. Kauffmann Fidalgo", Instituto de Botânica, São Paulo, Brasil. Boletim do Museu de Biologia Mello Leitão, n. sér. 24: 5-100.
- Yano, O. & Mello, Z.R. 2002. Diversidade das briófitas do estado do Espírito Santo, Brasil. Anais do V Simpósio de Ecossistemas Brasileiros: Conservação 4: 49-71.
- Yano, O. 1981. A checklist of Brazilian mosses. The Journal of the Hattori Botanical Laboratory 50: 279-456.
- Yano, O. 1984. Checklist of Brazilian liverworts and hornworts. The Journal of the Hattori Botanical Laboratory 56: 481-548.
- Yano, O. 1989. An additional checklist of Brazilian bryophytes. The Journal of the Hattori Botanical Laboratory 66: 371-343.
- Yano, O. 1995. A new additional annotated checklist of Brazilian bryophytes. The Journal of the Hattori Botanical Laboratory 78: 137-182.
- Yano, O. 2005. Adição às Briófitas da Reserva Natural da Vale do Rio Doce, Linhares, Espírito Santo, Brasil. Boletim do Museu de Biologia Mello Leitão, n. sér. 18: 5-48.
- Yano, O. 2006. Novas adições ao catálogo das briófitas brasileiras. Boletim do Instituto de Botânica 17: 1-142.
- Yano, O. 2010. Levantamento de novas ocorrências de briófitas brasileiras. Publicação on line do Instituto de Botânica. CDU 582.32/www.ibot.sp.gov.br/Briófitas Brasileiras/briófitas Miolo e Capa. pdf. 247p.
- Yano, O. 2011. Catálogo de Musgos brasileiros: literatura original, basiônimo, localidade-tipo e distribuição geográfica. Publicação on-line do Instituto de Botânica. CDU.582.34/www.ibot.sp.gov.br/briófitas brasileiras. pdf. 180p.
- Yano, O. 2012. Catálogo das briófitas (antóceros, hepáticas e musgos) do Estado do Espírito Santo, Brasil. Pesquisas, Botânica 63: 55-140.
- Yano, O. 2013. Adição ao levantamento de novas ocorrências de briófitas Brasileiras (2009-2011). Publicação on line do Instituto de Botânica CDU 582.32/www.ibot.sp.gov.br/briófitas brasileiras/Briófitas. pdf. 185p.
- Yano, O. 2014. Ocorrências novas de briófitas para o Estado do Paraná, Brasil. Pesquisas, Botânica 65: 67-122.
- Ye, W. & Zhu, R.L. 2010. *Leucolejeunea*, a new synonym of *Cheilolejeunea* (Lejeuneaceae) with special reference to new combinations and nomenclature. Journal of Bryology 32: 279-282.

13

DIVERSIDADE DE MYRTACEAE NA RESERVA NATURAL VALE

Augusto Giaretta, Amélia Carlos Tuler, Marcelo da Costa Souza, Karinne Sampaio Valdemarin, Fiorella Fernanda Mazine & Ariane Luna Peixoto

INTRODUÇÃO

Myrtaceae, uma das grandes famílias de Angiospermas, engloba quase 6.000 espécies de plantas que por suas características e atributos são incluídas em duas subfamílias – Psiloxylloideae com duas tribos e Myrtoideae com 15 tribos. A família apresenta ampla distribuição geográfica, com centros de diversidade na Austrália, sudeste da Ásia e América do Sul (Wilson *et al.*, 2001, 2005).

Na região Neotropical ocorrem 49 gêneros e cerca de 2.500 espécies (Govaerts *et al.*, 2015), circunscritas à subfamília Myrtoideae, tribo Myrteae (exceto *Tepualia stipularis* (Hook. & Arn) Griseb.), a mais diversificada tribo da família em relação ao número de gêneros e também aquela na qual as relações entre gêneros e espécies são mais difíceis de serem compreendidas à luz do conhecimento atual. No Brasil ocorrem quase 1.000 espécies subordinadas a 23 gêneros, o que coloca a família entre as 10 com maior riqueza de espécies na flora do país. Myrtaceae está distribuída em todos os domínios fitogeográficos brasileiros, sendo a Floresta Atlântica um dos centros de diversidade de Myrtaceae, onde é a sexta maior família em riqueza de espécies (Forzza *et al.*, 2010).

O extenso levantamento da flora brasileira que catalogou as espécies de plantas e fungos aponta 795 espécies de Myrtaceae endêmicas

do Brasil (Sobral *et al.*, 2016), ou seja, que ocorrem somente no território do país. Para melhor conhecer e propor mecanismos que levem à efetiva conservação das espécies desse grande e diverso grupo de plantas, estudiosos de diferentes instituições têm se debruçado em revisões de táxons infrafamiliares e no estudo de floras de áreas geográficas delimitadas (estados, unidades de conservação, entre outros espaços geográficos ou políticos), buscando caracterizar as espécies para a implementação de estudos mais abrangentes de filogenia com base em dados morfológicos e moleculares (p. ex. Faria-Junior, 2014; Mazine *et al.*, 2014; Santos, 2014; Tuler, 2014; Giaretta & Peixoto, 2015).

Para o estado do Espírito Santo são reconhecidos 15 gêneros que englobam 273 espécies (Sobral *et al.*, 2016), sendo *Eugenia*, *Myrcia* e *Marlierea* os gêneros de maior riqueza específica. Dentre os estudos realizados sobre espécies da família para o estado destacam-se os de Barroso & Peixoto (1995) com os gêneros *Calyptanthes* e *Marlierea* na Reserva Natural Vale (RNV), no qual são apresentadas cinco espécies de *Calyptanthes* e 13 de *Marlierea*; Sobral (2007), que estudou a família para o município de Santa Teresa, tratando de 159 espécies; Tuler (2014), que inventariou e descreveu as espécies de *Psidium* ocorrentes no estado, apontando 14 espécies e; Giaretta & Peixoto (2015), que inventariaram e descreveram

52 espécies distribuídas em 10 gêneros ocorrentes nas restingas no norte do Espírito Santo, sendo os gêneros mais representados *Eugenia* (19 espécies), *Myrcia* (12) e *Marlierea* (6).

A botânica Graziela Maciel Barroso planejava realizar estudos taxonômicos abrangentes da família Myrtaceae na Reserva Natural Vale (RNV) em parceria com Peixoto. Após expedições à área e análise de coleções herborizadas, publicaram novas espécies (Barroso & Peixoto, 1990; Barroso & Peixoto, 1991a), apresentaram no 42º Congresso Nacional de Botânica o trabalho “Myrtaceae da Reserva Florestal de Linhares, Espírito Santo, Brasil” (Barroso & Peixoto, 1991b) e publicaram o tratamento dos gêneros *Marlierea* e *Calyptanthes*, já citado (1995). A pesquisa apresentada em 1991b não chegou a ser publicada. Nela consta, além de outras informações, uma chave para identificação de 97 táxons então reconhecidos pelas autoras e uma listagem das espécies assinalando as formações onde estavam representadas na RNV (Figura 1 e Figura 2).

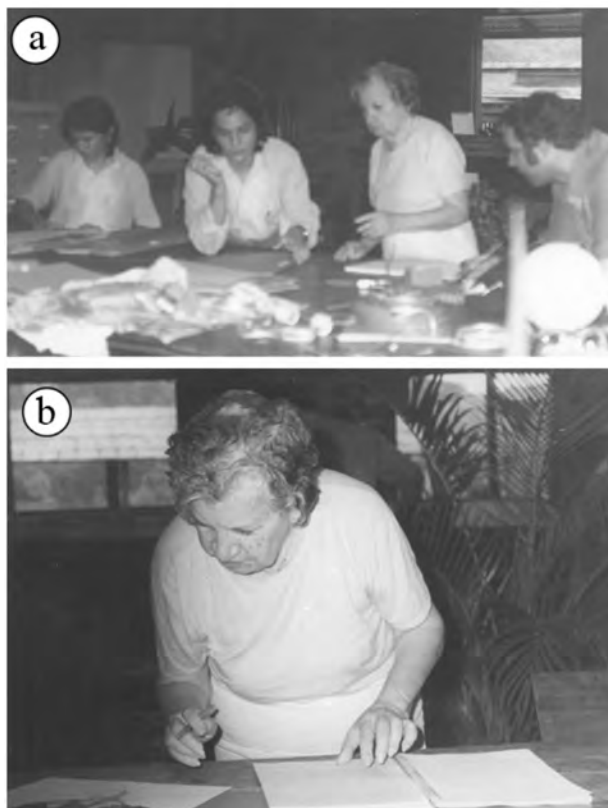


Figura 1: Identificação de espécies de Myrtaceae no herbário CVRD. a) da esquerda para a direita A.L. Peixoto, M.R.V. Barbosa, G.M. Barroso e D.A. Folli; b) G.M. Barroso. Fotos: Acervo AGMB/JBRJ.

QUEM SÃO AS MYRTACEAE?

As Myrtaceae compreendem arbustos, arvoretas ou árvores, geralmente com caule cilíndrico, casca áspera ou lisa, com ritidoma frequentemente se desprendendo em placas ou lâminas. Glândulas oleíferas que ocorrem por toda a planta em forma de pontos translúcidos salientes ou imersos no tecido. As folhas são simples, opostas, com margem geralmente inteira e nervação broquidódroma. Inflorescências cimosas ou racemosas, axilares ou terminais, em nós áfilos ou caulinar. Flores bissexuadas, actinomorfas com hipanto campanulado ou em forma de disco, cálice 3-5 lobado ou caliptriforme; corola com 4-5 pétalas, ocasionalmente reduzidas ou ausentes, alvas; androceu polistêmone, anteras rimosas; estigma capitado ou punctiforme, raro bilobado ou navicular; ovário ínfero, 2-18-locular, 1-80 óvulos por lóculo. Fruto bacoide, cálice persistente ou caduco, sementes 1-numerosas, embrião eugenoide, mircioide ou pimentoide (Barroso & Peixoto, 1995; Landrum & Kawasaki, 1997; Sobral, 2007).

A família é reconhecida não apenas pela grande diversidade, mas também pela importância econômica. Vários gêneros apresentam espécies com frutos comestíveis e comercializados, tais como *Psidium* (goiabas), *Eugenia* (pitangas), *Plinia* (jaboticabas) e *Syzygium* (jambo e jamelão); especiarias como o gênero *Syzygium* (cravo-da-índia) e importantes fontes de madeira e óleos essenciais como *Eucalyptus* e *Corymbia*. Muitas espécies de *Psidium* são ainda empregadas na medicina tradicional contra diarreias, dores de barriga e afecções da garganta, além do potencial ornamental de alguns gêneros como *Callistemon*, *Melaleuca*, *Myrrhinium* e *Eugenia*. Espécies de Myrtaceae apresentam ainda importante papel ecológico como fonte alimentar para a fauna silvestre (Gressler *et al.*, 2006) sendo utilizadas em programas de restauração ecológica de ecossistemas naturais.

A FAMÍLIA MYRTACEAE NA RESERVA NATURAL VALE

Apontada como uma das famílias com maior riqueza de espécies do Domínio Atlântico (Forzza *et al.*, 2010), Myrtaceae destaca-se no estado



Figura 2: Ilustrações a nanquim de espécies de Myrtaceae coletadas na Reserva Natural Vale: 1) *Eugenia bahiensis* O.Berg: a) ramo; b) botão floral (D.A. Folli 278). 2) *Myrcia lineata* (O.Berg) Nied.: a) ramo; b) detalhe da inflorescência; c) fruto (J. Spada 75). 3) *Myrcia multiflora* (Lam.) DC.: a) ramo; b) botão floral; c) fruto (I.A. Silva 370). 4) *Neomitranthes langsdorffii* (O.Berg) Mattos: detalhe dos ramos e inflorescência (D.A. Folli 449).

do Espírito Santo entre as famílias mais ricas na vegetação de restinga (Pereira & Araujo, 2000), Matas de Tabuleiro (Jesus & Rolim, 2005) e florestas de encosta (Saiter *et al.*, 2011). As restingas possuem menor ou maior extensão da planície arenosa ao longo do litoral capixaba, contudo, a diversidade de Myrtaceae na vegetação de restinga está homoganeamente distribuída (Giaretta *et al.*, 2015). Nas florestas de altitude (submontana e montana – 50 a 1.500 m a.m.) da região de Santa Teresa foram registrados os maiores índices de riqueza observada de Myrtaceae bem como nas Matas de Tabuleiro na região de Linhares, ambas apontadas como as áreas mais notáveis quanto à diversidade de Myrtaceae no estado (Giaretta *et al.*, 2015).

Na RNV, uma das maiores áreas protegidas de Floresta Atlântica no estado do Espírito Santo, Myrtaceae tem sido indicada entre as famílias com maior riqueza de espécies (Peixoto & Gentry, 1990; Jesus & Rolim, 2005; Rolim *et al.*, 2006). Com o conhecimento científico atual pode-se afirmar que a RNV detém o maior contingente de espécies de Myrtaceae em unidades de conservação do Espírito Santo (Giaretta *et al.*, 2015). Estão depositados no herbário CVRD 1.195 espécimes até a presente data, dos quais 977 são de coletas realizadas na própria Reserva, geralmente com duplicatas em outras coleções tanto do Brasil como do exterior, que correspondem a 108 espécies em 11 gêneros. *Eugenia* e *Myrcia* são os gêneros mais representativos, compreendendo juntos cerca de 65% das espécies (Tabela 1).

Essa importante coleção é resultado de estudos de inventários florestais, florísticos e de estrutura desenvolvidos na RNV e reflete o extenso trabalho de coleta sistematizada realizado em toda a área pela própria RNV como também por estudiosos da família. A coleção do herbário CVRD compreende mais da metade (55%) de todos os registros de Myrtaceae em áreas protegidas do estado e além do valor documental, tem enorme valor taxonômico, pois vem sendo estudada por especialistas de diferentes instituições desde o início de sua constituição, quer através de duplicatas que foram enviadas aos herbários do Brasil e do exterior para identificação, quer através de expedições realizadas por muitos deles à RNV.

Assim, a evolução dos estudos da flora de

Myrtaceae da RNV está ligada à evolução do próprio crescimento e qualificação da coleção (Figura 3). O herbário foi fundado em 1963 para documentar espécies arbóreas oriundas de inventário florestal então realizado (Germano Filho *et al.*, 2000). A maior parte dos espécimes iniciais da coleção foram danificados, porém, encontram-se duplicatas em outros herbários tanto no Brasil como no exterior, tendo destaque entre os coletores A.M. Lino e J. Spada, diretamente vinculados à RNV. A coleção tomou impulso a partir de 1978, com coletas sistematizadas, ainda nesta fase, para documentar a flora arbórea local, expandindo-se, posteriormente, a todas as formas de crescimento de plantas, tendo destaque os coletores da própria RNV, I.A. Silva, G.L. Farias, D.A. Folli e mais recentemente G. Siqueira. Em 1979, foi indexado entre os herbários do mundo, no Index Herbariorum (<http://scicweb.nybg.org/science2/IndexHerbariorum.asp>), com o acrônimo CVRD.

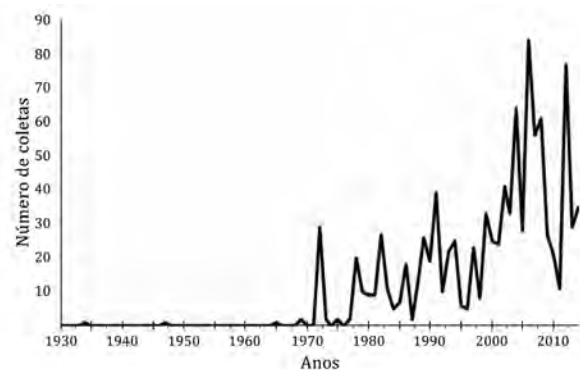


Figura 3: Espécimes de Myrtaceae depositados no herbário da Reserva Natural Vale (CVRD) no período de 1930 a 2015.

Os primeiros registros de coleta de Myrtaceae na região datam de 1934, quando João Geraldo Kuhlmann coletou espécimes de *Eugenia astringens* na Lagoa do Juparanã, Linhares (Kuhlmann, 111) e *Myrcia amazonica* entre o Córrego Grande e a Lagoa do Durão, em Linhares (Kuhlmann, 165). Em 1947, Álvaro Aguirre, conservacionista e idealizador da Reserva Biológica de Sooretama, coletou espécime de *Myrciaria floribunda* no “Refúgio Sooretama”, em Linhares (Aguirre, RB 60632). Na década de 1960, Aparício Pereira Duarte coletou espécimes de *Calyptanthus brasiliensis* “de Linhares para São Mateus” (Duarte, 9152) e Dimitri Sucre, em 1969, coletou quatro espécimes na Reserva de

Tabela 1: Lista de espécies de Myrtaceae, respectivas fisionomias de coleta e estado de conservação.

Espécie	MA	MU	CN	APSI	Voucher	Estado de Conservação*
<i>Blepharocalyx eggersii</i> (Kiaersk.) Landrum	×				A.N. Lino 74	
<i>Calypttranthes brasiliensis</i> Spreng.		×	×		G.L. Farias 99	
<i>Calypttranthes glazioviana</i> Kiaersk.	×				I.A. Silva 352	
<i>Calypttranthes grandifolia</i> O.Berg	×				D.A. Folli 2223	
<i>Calypttranthes lucida</i> Mart. ex DC.	×				D.A. Folli 4722	
<i>Campomanesia anemonea</i> Landrum		×			D.A. Folli 5031	
<i>Campomanesia espiritosantensis</i> Landrum	×				D.A. Folli 494	CR
<i>Campomanesia guaviroba</i> (DC.) Kiaersk.	×	×			D.A. Folli 1020	
<i>Campomanesia guazumifolia</i> (Cambess.) O.Berg	×	×			G.S. Siqueira 55	
<i>Campomanesia laurifolia</i> Gardner	×	×			G.S. Siqueira 466	
<i>Campomanesia lineatifolia</i> Ruiz & Pav.	×				D.A. Folli 2235	
<i>Campomanesia xanthocarpa</i> (Mart.) O.Berg	×				D.A. Folli 6750	
<i>Eugenia adenantha</i> O.Berg	×				D.A. Folli 7324	
<i>Eugenia astringens</i> Cambess.	×	×	×		D.A. Folli 5350	
<i>Eugenia bahiensis</i> O.Berg	×	×			D.A. Folli 3561	
<i>Eugenia batingabranca</i> Sobral	×				D.A. Folli 7073	
<i>Eugenia beaurepairiana</i> (Kiaersk.) D.Legrand	×	×			D.A. Folli 4819	
<i>Eugenia bocainensis</i> Mattos	×				A.M. Lino 56	
<i>Eugenia brasiliensis</i> Lam.	×				D.A. Folli 461	
<i>Eugenia brejoensis</i> Mazine		×	×		D.A. Folli 5417	
<i>Eugenia</i> aff. <i>brevistyla</i> D.Legrand	×				D.A. Folli 12	
<i>Eugenia candolleana</i> DC.	×	×			G.S. Siqueira 833	
<i>Eugenia cataphyllea</i> M.C.Souza & Sobral	×				D.A. Folli 4068	
<i>Eugenia copacabanensis</i> Kiaersk.	×				D.A. Folli 4961	
<i>Eugenia dichroma</i> O.Berg	×	×			D.A. Folli 31	
<i>Eugenia ellipsoidea</i> Kiaersk.	×				D.A. Folli 6167	
<i>Eugenia excelsa</i> O.Berg	×	×			D.A. Folli 105	
<i>Eugenia fusca</i> O.Berg	×				G.S. Siqueira 805	
<i>Eugenia hispidiflora</i> Sobral & M.C.Souza	×				D.A. Folli 4431	
<i>Eugenia involucrata</i> DC.	×				D.A. Folli 7311	
<i>Eugenia itapemirimensis</i> Cambess.	×				D.A. Folli 1314	
<i>Eugenia macrantha</i> O.Berg	×				D.A. Folli 472	
<i>Eugenia macrosperma</i> DC.	×	×			I.A. Silva 297	
<i>Eugenia maritima</i> DC.	×	×	×		D.A. Folli 6351	
<i>Eugenia melanogyna</i> (D.Legrand) Sobral	×			×	D.A. Folli 4823	
<i>Eugenia monosperma</i> Vell.	×				D.A. Folli 3596	
<i>Eugenia moonioides</i> O.Berg	×				I.A. Silva 248	
<i>Eugenia neosilvestris</i> Sobral		×			G.S. Siqueira 63	
<i>Eugenia pisiformis</i> Cambess.	×	×			D.A. Folli 398	
<i>Eugenia platyphylla</i> O.Berg	×				D.A. Folli 412	
<i>Eugenia plicatocostata</i> O.Berg	×				D.A. Folli 1486	
<i>Eugenia prasina</i> O.Berg	×				D.A. Folli 6263	
<i>Eugenia pruinosa</i> D.Legrand	×				D.A. Folli 1424	EN
<i>Eugenia pruniformis</i> Cambess.	×				J. Spada 78/78	
<i>Eugenia puniceifolia</i> (Kunth) DC.	×	×	×		D.A. Folli 1946	
<i>Eugenia pyriflora</i> O.Berg	×				D.A. Folli 4683	
<i>Eugenia repanda</i> O.Berg	×				D.A. Folli 1391	
<i>Eugenia rostrata</i> O.Berg	×				D.A. Folli 5148	

Espécie	MA	MU	CN	APSI	Voucher	Estado de Conservação*
<i>Eugenia sulcata</i> Spring ex Mart.		×	×		D.A. Folli 602	
<i>Eugenia supraaxilaris</i> Spreng.	×				D.A. Folli 3846	
<i>Eugenia unana</i> Sobral				×	D.A. Folli 3283	
<i>Marlierea acuminatissima</i> (O.Berg) D.Legrand	×				I.A. Silva 19	
<i>Marlierea estrellensis</i> O.Berg	×				D.A. Folli 319	
<i>Marlierea excoriata</i> Mart.	×				D.A. Folli 2161	
<i>Marlierea glabra</i> Cambess.	×				D.A. Folli 81	
<i>Marlierea neuwiediana</i> (O.Berg) Nied.		×			J.A. Lombardi 9649	
<i>Marlierea obversa</i> D.Legrand		×			I.A. Silva 2	
<i>Marlierea polygama</i> (O.Berg) D.Legrand	×				A.M. Lino 122	
<i>Marlierea regeliana</i> O.Berg	×				D.A. Folli 1507	
<i>Marlierea</i> aff. <i>schottii</i> D.Legrand	×				D.A. Folli 7327	
<i>Marlierea suaveolens</i> Cambess.	×				M.C. Souza 542	
<i>Marlierea sucrei</i> G.M.Barroso & Peixoto	×	×			I.A. Silva 366	
<i>Myrceugenia campestris</i> (DC.) D.Legrand & Kausel				×	M.F. Freitas 270	
<i>Myrcia amazonica</i> DC.	×	×			D.A. Folli 6250	
<i>Myrcia bergiana</i> O.Berg	×	×			D.A. Folli 4745	
<i>Myrcia bicolor</i> Kiaersk.	×				D.A. Folli 4768	
<i>Myrcia brasiliensis</i> Kiaersk.	×				G.S. Siqueira 606	
<i>Myrcia cerqueiria</i> (Nied.) E.Lucas & Sobral	×				D.A. Folli 3001	
<i>Myrcia curtispicula</i> NicLugh.	×				D.A. Folli 4818	
<i>Myrcia eumecephylla</i> (O.Berg) Nied.	×				D.A. Folli 6885	
<i>Myrcia ferruginosa</i> Mazine	×				D.A. Folli 3006	
<i>Myrcia follii</i> G.M.Barroso & Peixoto	×				D.A. Folli 821	CR
<i>Myrcia freyreissiana</i> (O.Berg) Kiaersk.	×				I.A. Silva 373	
<i>Myrcia gilsonianiana</i> G.M.Barroso & Peixoto	×	×			J. Spada 57	CR
<i>Myrcia guianensis</i> (Aubl.) DC.	×				D.A. Folli 3572	
<i>Myrcia ilheosensis</i> Kiaersk.		×	×		D.A. Folli 902	
<i>Myrcia isaiana</i> G.M.Barroso & Peixoto	×				I.A. Silva 21	EN
<i>Myrcia lineata</i> (O.Berg) Nied.	×				D.A. Folli 5130	EN
<i>Myrcia maximiliana</i> O.Berg	×				G.S. Siqueira 841	
<i>Myrcia multiflora</i> (Lam.) DC.	×	×	×		D.A. Folli 4399	
<i>Myrcia multipunctata</i> Mazine	×				D.A. Folli 1466	
<i>Myrcia ovata</i> Cambess.	×	×			D.A. Folli 275	
<i>Myrcia palustris</i> DC.	×		×	×	D.A. Folli 1568	
<i>Myrcia panicularis</i> (O.Berg) N.Silveira	×				I.A. Silva 308	
<i>Myrcia pubipetala</i> Miq.	×				I.A. Silva 227	
<i>Myrcia racemosa</i> (O.Berg) Kiaersk.	×	×	×	×	G.L. Farias 597	
<i>Myrcia riococensis</i> G.M.Barroso & Peixoto	×				D. Sucre 8269	CR
<i>Myrcia rufipes</i> DC.	×				I.A. Silva 246	
<i>Myrcia splendens</i> (Sw.) DC.	×	×	×		I.A. Silva 36	
<i>Myrcia springiana</i> (O.Berg) Kiaersk.	×				D.A. Folli 4177	
<i>Myrcia tenuifolia</i> (O.Berg) Sobral	×				I.A. Silva 357	
<i>Myrcia vittoriana</i> Kiaersk.	×	×	×		G.L. Farias 344	
<i>Myrciaria ferruginea</i> O.Berg	×				D.A. Folli 5147	
<i>Myrciaria floribunda</i> (West. ex Willd) O.Berg	×	×	×		D.A. Folli 497	
<i>Myrciaria strigipes</i> O.Berg	×	×			D.A. Folli 4766	
<i>Myrciaria tenella</i> (DC.) O.Berg		×			D.A. Folli 2965	
<i>Neomitranthes langsdorffii</i> (O.Berg) Mattos	×	×	×		M.C. Souza 351	EN

Espécie	MA	MU	CN	APSI	Voucher	Estado de Conservação*
<i>Neomitranthes stictophylla</i> (G.M.Barroso & Peixoto) M.C.Souza	x				D.A. Folli 22	EN
<i>Plinia phitrantha</i> (Kiaersk.) Sobral	x				D.A. Folli 2230	
<i>Plinia renatiana</i> G.M.Barroso & Peixoto	x				I.A. Silva 104	EN
<i>Plinia rivularis</i> (Cambess.) Rotman	x				D.A. Folli 183	
<i>Plinia spiritosantensis</i> (Mattos) Mattos	x				D.A. Folli 331	
<i>Psidium brownianum</i> Mart. ex DC.	x	x	x	x	G.S. Siqueira 305	
<i>Psidium guineense</i> Sw.	x	x			D.A. Folli 3252	
<i>Psidium longipetiolatum</i> D.Legrand	x				D.A. Folli 5993	
<i>Psidium myrtoides</i> O.Berg	x				D.A.Folli 5040	
<i>Psidium oblongatum</i> O.Berg	x	x			D.A. Folli 6505	
<i>Psidium sartorianum</i> (O.Berg) Nied.	x				I.A. Silva 279	

*Com base no Livro Vermelho da Flora do Brasil (Proença *et al.*, 2013)

Sooretama: *Eugenia brevistyla* (Sucre, 5543), *Calypttranthes brasiliensis* (Sucre, 5618), *Eugenia pisiformis* (Sucre, 5693) e *Myrcia limae* (Sucre, 9660). A partir da década de 1970, as coletas se intensificaram, como mostra a Figura 3.

Inventários florísticos e florestais realizados nas Matas de Tabuleiro (Peixoto & Gentry, 1990; Jesus & Rolim, 2005; Rolim *et al.*, 2006) colocaram em evidência a grande riqueza de espécies da família na RNV, que aliado ao envio de duplicatas para diferentes herbários e expedições de especialistas à área, tem levado à descrição de novos táxons a partir de exemplares coletados nas Matas de Tabuleiro (Germano Filho *et al.*, 2000) (Tabela 2), além de ampliar a documentação de espécies na região (Figura 4).

As novas espécies descritas e maior parte dos

estudos desenvolvidos a partir de coletas da RNV são provenientes da formação Mata Alta, evidenciando a representatividade desta formação que compreende cerca de 70% da área total da Reserva (Peixoto *et al.*, 2008). A Mata Alta está estabelecida sobre solo essencialmente argiloso, mas também com influência de sedimentos arenosos (Garay *et al.*, 2003). Dentre as formações vegetais da RNV, a Mata Alta é a que apresenta maior diversidade de espécies (97), sendo 67 espécies com coletas apenas nesta formação, 29 espécies compartilhadas com as florestas de Muçununga, 11 espécies compartilhadas com o Campo Nativo e quatro espécies compartilhadas com as áreas permanentemente ou sazonalmente inundadas. Ocorrem nesta formação, *Calypttranthes lucida*, *Eugenia prasina*, *Marlierea excoriata* e *Myrcia cerqueira*.

Tabela 2: Exemplo de táxons descritos com material coletado na RNV.

Espécie	Coletor (nº)/ Ano da coleta	Ano de publicação
<i>Campomanesia spiritosantensis</i> Landrum	D.A. Folli (494) / 1984	1987
<i>Eugenia batingabranca</i> Sobral	D.A. Folli (365) / 1984	1987
<i>Eugenia cataphyllea</i> M.C. Souza & Sobral	D.A. Folli (4068) / 2001	2015
<i>Eugenia hispidiflora</i> Sobral & M.C. Souza	D.A. Folli (4431) / 2002	2015
<i>Marlierea sucrei</i> G.M.Barroso & Peixoto	D. Sucre (8320) / 1972	1990
<i>Myrcia follii</i> G.M.Barroso & Peixoto	D.A. Folli (821) / 1988	1990
<i>Myrcia gilsoniana</i> G.M.Barroso & Peixoto	J. Spada (57) / 1972	1990
<i>Myrcia isaiana</i> G.M.Barroso & Peixoto	I.A. Silva (21) / 1988	1990
<i>Myrcia riococensis</i> G.M.Barroso & Peixoto	D. Sucre (8269) / 1972	1990
<i>Neomitranthes stictophylla</i> (G.M.Barroso & Peixoto) M.C.Souza	D.A. Folli (22) / 1978	1991
<i>Plinia renatiana</i> G.M.Barroso & Peixoto	I.A. Silva (104) / 1973	1991

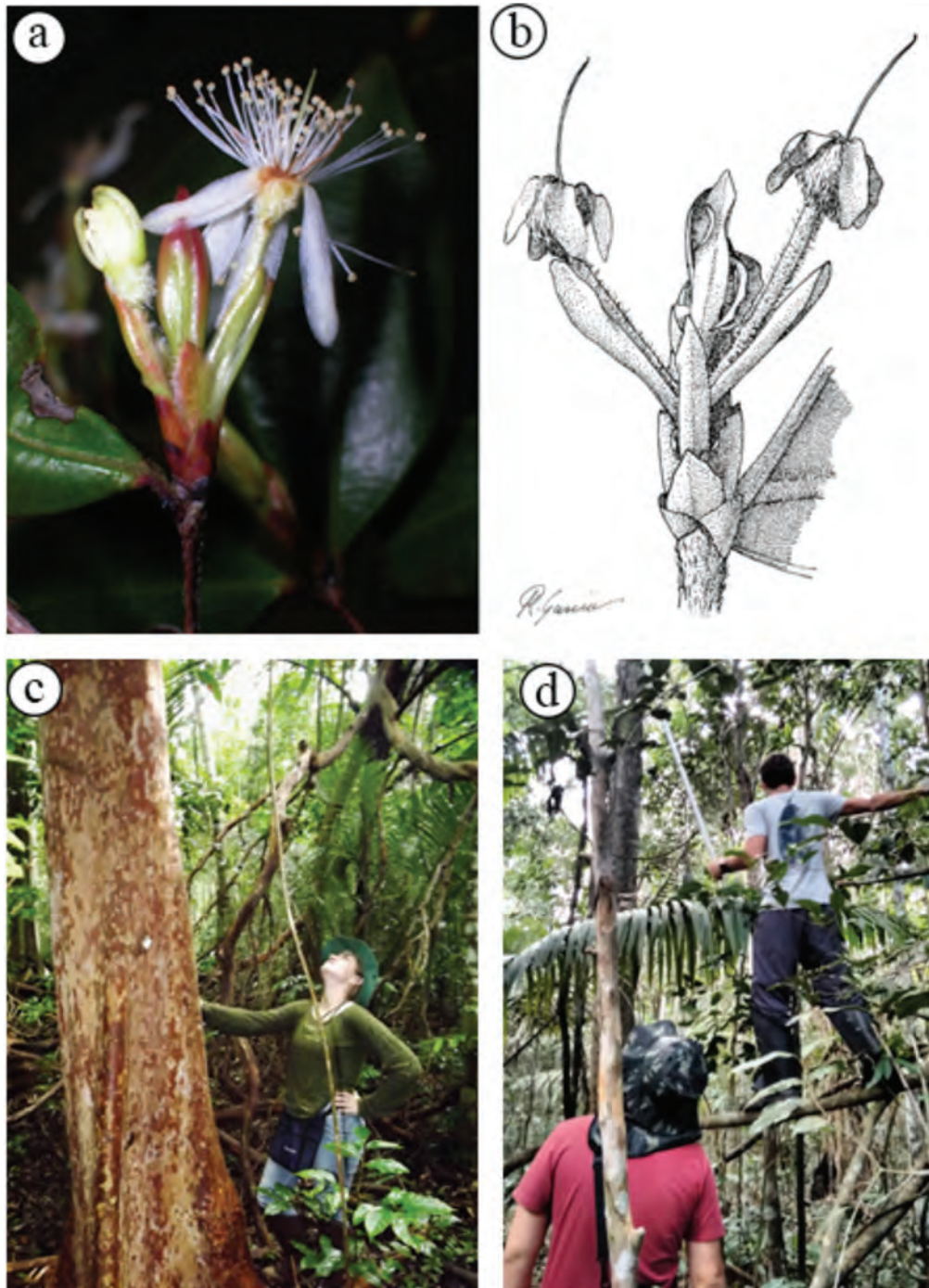


Figura 4 Detalhe da inflorescência de *Eugenia neosilvestris* Sobral: a) em coleta recente (Foto: A. Giaretta); b) desenho a nanquim da década de 1980 (R. Garcia). Fotografias de expedições para coleta de Myrtaceae: c) A. Tuler coletando *Psidium longipetiolatum* D.Legrand (Foto: A. Giaretta); d) M. Souza e A. Giaretta coletando *Psidium oblongatum* O.Berg. (Foto: A.Tuler).

A floresta de Muçununga ocupa cerca de 8% da área da RNV e constitui enclaves de solo predominantemente arenoso em meio à Mata Alta. Na floresta de Muçununga da RNV, Myrtaceae se sobressai quanto à densidade, mas também pela elevada riqueza (Simonelli *et al.*, 2008). Foram registradas para essa formação, um total de 38 espécies, sendo cinco exclusivas dessas florestas: *Campomanesia anemonea*, *Eugenia neosilvestris*, *Marlierea neuwiediana*, *Marlierea obversa*, *Myrciaria tenella*).

O Campo Nativo se estende por aproximadamente 6% da área da RNV, possui solo arenoso como na Muçununga, entretanto, as condições edáficas do primeiro diferem pela pequena profundidade da camada arenosa, criando condições de inundação onde predomina uma vegetação herbácea com arbustos esparsos (Araujo *et al.*, 2008; Ferreira *et al.*, 2014). Dentre os arbustos, cujo sombreamento cria condições microclimáticas favoráveis para outras espécies e, ainda, gera suporte para orquídeas e bromélias, Myrtaceae contribui com 15 espécies nesta formação, sendo as mais frequentes *Calypttranthes brasiliensis* e *Psidium brownianum*.

As áreas permanentemente ou sazonalmente inundadas apresentam um total de seis espécies, sendo *Eugenia unana* e *Myrceugenia campestris* exclusivas dessa formação. Vale destacar que as únicas espécies registradas para todas as formações vegetacionais ocorrentes na RNV foram *Myrcia racemosa* e *Psidium brownianum*.

Giaretta *et al.* (2015), a partir de espécimes de Myrtaceae do Espírito Santo depositados em herbários, chegaram à conclusão de que as áreas com maior diversidade e endemismo são também aquelas mais bem coletadas, sugerindo que parâmetros potenciais de riqueza e endemismo ainda permanecem inexplorados em áreas pouco amostradas. Neste sentido, com base no número de coletas, a RNV se estabelece como a área florestal mais conhecida do estado e, mesmo assim, atualmente ainda são descritas espécies antes desconhecidas para a ciência (p. ex. Coelho, 2010; Lopes *et al.*, 2013; Sobral & Souza, 2015). Giaretta *et al.* (2015) ainda assinalaram 18 espécies endêmicas para o estado, das quais *Campomanesia espiritosantensis*, *Myrcia follii*, *M. limae* e *M. riodocensis*, também ocorrentes na RNV,

foram apontadas com base em diferentes critérios como mais vulneráveis à extinção.

Dada a elevada diversidade na RNV, incluindo o entorno e a Reserva Biológica de Sooretama, essa área é reconhecida como de extrema importância para a conservação (Espírito Santo, 2010). No Livro Vermelho da Flora do Brasil, das 18 espécies listadas por Proença *et al.* (2013) como ameaçadas de extinção, 10 espécies ocorrem na RNV, das quais cinco são endêmicas do Espírito Santo. Em razão da distribuição restrita, essas espécies estão mais susceptíveis a processos que podem levar à redução de suas populações e mesmo à extinção. Além disso, o intenso grau de ameaça causado pela histórica substituição de florestas por sistemas agropastoris e silvicultura com espécies exóticas promoveram a redução e declínio da qualidade de habitat, intensificado pela invasão de espécies exóticas nos remanescentes naturais. Dessa maneira, em um cenário de mudanças climáticas globais e cujos fatores que ameaçam a biodiversidade são constantes, o papel da RNV em abrigar, conservar e promover o conhecimento da biodiversidade da Mata de Tabuleiro capixaba se torna cada vez mais estratégico.

Os resultados aqui apresentados confirmam a grande riqueza de espécies da família Myrtaceae na RNV e, ao mesmo tempo, revela a sua importância para a conservação da família na Floresta Atlântica. Embora nos últimos anos esforços tenham sido empregados para caracterização da família na RNV, inventários locais ainda são de extrema importância, bem como estudos mais aprofundados sobre as espécies.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Araujo, D.S.D.; Pereira, O.J. & Peixoto, A.L. 2008. Campos Nativos at the Linhares Forest Reserve, Espírito Santo, Brazil. In: Thomas, W.W. (ed.). The Atlantic Coastal Forest of Northeastern Brazil. The New York Botanical Garden Press, New York. 371–385p.
- Barroso, G.M. & Peixoto, A.L. 1990. Espécies novas de *Myrcia* DC. e *Marlierea* Cambes. (Myrtaceae). Acta Botanica Brasilica 4(2): 3–19.
- Barroso, G.M. & Peixoto, A.L. 1991a. Novas espécies para o gênero *Plinia* (Myrtaceae). Atas da Sociedade Botânica do Brasil – secção Rio de Janeiro 3(12): 97–104.

- Barroso, G.M. & Peixoto, A.L. 1991b. Myrtaceae da Reserva Florestal de Linhares, Espírito Santo, Brasil. In: Anais do 42º Congresso Nacional de Botânica, Goiânia. Universidade Federal de Goiás.
- Barroso, G.M. & Peixoto, A.L. 1995. Myrtaceae da Reserva Florestal de Linhares, ES, Brasil – gêneros *Calyptranthes* e *Marlierea*. Boletim do Museu de Biologia Mello Leitão 3: 3–38.
- Coelho, M.A.N. 2010. Espécies novas de *Anthurium* e *Philodendron* (Araceae) do sudeste brasileiro. Boletim do Museu de Biologia Mello Leitão (N. Sér.) 28: 21–40.
- Espírito Santo. 2010. Decreto Estadual nº 2530 – R, 2 de junho de 2010. Identifica Áreas Prioritárias para a Conservação no Espírito Santo. Disponível em: <<http://www.meioambiente.es.gov.br>>. Acesso em 5 abr. 2015.
- Faria-Junior, J.E.Q. 2014. Revisão taxonômica e filogenia de *Eugenia* sect. *Pilotheicum* (Kiaersk.) D.Legrand (Myrtaceae). Tese de doutorado, Universidade de Brasília, Distrito Federal.
- Ferreira, V.B.R.; Nascimento, M.T. & Menezes, L.F.T. 2014. Floristic and phytogeographic pattern of native field in southeastern Brazil. Acta Botanica Brasílica 28(3): 465–475.
- Forzza, R.C.; Baumgartz, J.F.; Costa, A.; Hopkins, M.J.G.; Leitman, P.M.; Lohmann, L.G.; Martinelli, G.; Menezes, M.; Morim, M.P.; Nadruz-Coelho, M.; Peixoto, A.L.; Pirani, J.R.; Queiroz, L.P.; Stehmann, J.R.; Walter, B.M.T.; Zappi, D.C. 2010. As angiospermas do Brasil. In: Forzza *et al.* (orgs.) Catálogo de Plantas e Fungos do Brasil. Rio de Janeiro: Andrea Jakobsson Estudio/ Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro. 78–89p.
- Garay, I.; Kindel, A.; Louzada, M.A.P. & Santos, R.D. 2003. Diversidade funcional dos solos na Floresta Atlântica de tabuleiros. In: Garay, I. & Rizzini, C.M. (Orgs.). A Floresta Atlântica de Tabuleiros: diversidade funcional da cobertura arbórea. Vozes, Petrópolis. 16–26p.
- Germano Filho, P.; Peixoto, A.L. & Jesus, R.M. 2000. Espécies vegetais descritas a partir de espécimes coletados na Reserva Florestal de Linhares, Espírito Santo, Brasil. Boletim do Museu de Biologia Mello Leitão (N. Sér.) 11/12: 35–48.
- Giaretta, A. & Peixoto, A.L. 2015. Myrtaceae da restinga no norte do Espírito Santo Brasil. Boletim do Museu de Biologia Mello Leitão (N. Sér.) 37(1): 53–134.
- Giaretta, A.; Menezes, L.F.T. & Peixoto, A.L. 2015. Diversity of Myrtaceae in the southeastern Atlantic forest of Brazil as a tool for conservation. Brazilian Journal of Botany 38(1): 175–185.
- Govaerts, R.; Sobral, M.; Ashton, P.; Barrie, F.; Holst, B.; Landrum, L.; Lucas, E.; Matsumoto, K.; Mazine, F.; Proença, C.; Soares-Silva, L.; Wilson, P. & Niclughdha, E. 2015. World Checklist of selected plant families – Myrtaceae. The Board of Trustees of the Royal Botanic Gardens, Kew. Disponível em <<http://apps.kew.org/wcsp/>>. Acesso em 12 de nov. 2015.
- Gressler, E.; Pizo, M.A. & Morellato, L.P.C. 2006. Polinização e dispersão de sementes em Myrtaceae do Brasil. Revista Brasileira de Botânica 29(4): 509–530.
- Jesus, R.M. & Rolim, S.G. 2005. Fitossociologia da Mata Atlântica de Tabuleiro. Boletim Técnico da Sociedade de Investigações Florestais 19: 1–149.
- Landrum, L.R. & Kawasaki, M.L. 1997. The genera of myrtaceae in Brazil: an illustrated synoptic treatment and identification keys. Brittonia 49: 508.
- Lopes, J.C.; Chatrou, L.W. & Mello-Silva, R. 2013. *Ephedranthus dimerus* (Annonaceae), a new species from the Atlantic Forest of Brazil, with a key to the species of *Ephedranthus*. Brittonia 66: 70–74.
- Mazine, F.F.; Souza, V.C.; Sobral, M.; Forest, F. & Lucas, E. 2014. A preliminary phylogenetic analysis of *Eugenia* (Myrtaceae: Myrteae), with a focus on Neotropical species. Kew Bulletin 69: 1–14.
- Peixoto, A.L. & Gentry, A. 1990. Diversidade e composição florística da mata de tabuleiro na Reserva Florestal de Linhares (Espírito Santo, Brasil). Revista Brasileira de Botânica 13: 19–25.
- Peixoto, A.L.; Silva, I.M.; Pereira, O.J.; Simonelli, M.; Jesus, R.M. & Rolim, S.G. 2008. Tabuleiro Forests North of Rio Doce: Their representation in the Vale do Rio Doce Natural Reserve, Espírito Santo, Brazil. In: Thomas, W.W. (ed.). The Atlantic Coastal Forest of Northeastern Brazil. The New York Botanical Garden Press, New York. 319–350p.
- Pereira, O.J. & Araujo, D.S.D. 2000. Análise florística das restingas dos Estados do Espírito Santo e Rio de Janeiro. In: Esteves, F.A. & Lacerda, L.D. (eds.). Ecologia de Restingas e Lagoas Costeiras. NUPEM/ UFRJ, Macaé. 25–63p.
- Proença, C.; Villarroel, D.; Lucas, E.; Faria, J.E.Q.; Gomes-Bezerra, K.M.; Soares-Silva, L.H.; Souza, M.C.; Oliveira, M.I.U.; Rosa, P.O.; Maurenza, D.; Kutschenko, D.C.; Sfair, J.C.; Monteiro, N.P. & Prieto, P.V. 2013. Myrtaceae. In: Martinelli, G. & Moraes, M.A (eds.). Livro Vermelho da Flora do Brasil, 1ª ed. Andrea Jakobsson; Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro. 714–743p.
- Rolim, S.G.; Ivanauskas, N.M.; Rodrigues, R.R.; Nascimento, M.T.; Gomes, J.M.L.; Folli, D.A. & Couto, H.T.Z. 2006. Composição florística do estrato arbóreo da floresta estacional semidecidual na planície aluvial

- do rio Doce, Linhares, ES, Brasil. *Acta Botanica Brasílica* 20: 549-561.
- Saiter, F.Z.; Guilherme, F.A.G.; Thomaz, L.D. & Wendt, T. 2011. Tree changes in mature rainforest with high diversity and endemism on the Brazilian coast. *Biodiversity and Conservation* 20: 1921-1949.
- Santos, M.F. 2014. Biogeografia de *Myrcia s.l.*, taxonomia e filogenia do clado *Sympodiomyrcia* (Myrtaceae). Tese de doutorado, Universidade de São Paulo, São Paulo.
- Simonelli, M.; Souza, A.L.; Peixoto, A.L. & Silva, A.F. 2008. Floristic Composition and Structure of the Tree Component of a Muçununga Forest in the Linhares Forest Reserve, Espírito Santo, Brasil. In: Thomas, W.W. (ed.). *The Atlantic Coastal Forest of Northeastern Brazil*. The New York Botanical Garden Press, New York. 251-370p.
- Sobral, M. & Souza, M.C. 2015. Two new species of *Eugenia* (Myrtaceae) from Coastal Brazilian Rainforest. *Novon* 23(4): 442-446.
- Sobral, M. 2007. Evolução do conhecimento taxonômico no Brasil (1990-2006) e um estudo de caso: a família Myrtaceae no município de Santa Teresa, Espírito Santo. Tese de Doutorado, Universidade Federal de Minas Gerais, Belo Horizonte.
- Sobral, M.; Proença, C.; Souza, M.; Mazine, F. & Lucas, E. Myrtaceae. 2016. In: *Lista de Espécies da Flora do Brasil*. Jardim Botânico do Rio de Janeiro. Disponível em: <<http://floradobrasil.jbrj.gov.br/>>. Acesso em 02 jun. 2016.
- Tuler, A.C. 2014. Diversidade de *Psidium* L. (Myrtaceae) no estado do Espírito Santo, Brasil. Dissertação de Mestrado, Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro, Escola Nacional de Botânica Tropical, Rio de Janeiro.
- Wilson, P.G.; O'Brien, M.M.; Gadek, P.A. & Quinn, C.J. 2001. Myrtaceae revisited: a reassessment of interfamilial groups. *American Journal of Botany* 88: 2013-2025.
- Wilson, P.G.; O'Brien, M.M.; Heleswood, M.M. & Quinn, C.J. 2005. Relationships within Myrtaceae sensu lato based on a matK phylogeny. *Plant Systematic and Evolution* 251: 3-19.

14

LEVANTAMENTO E DISTRIBUIÇÃO
DAS BIGNONIACEAE NA RESERVA
NATURAL VALE

Alexandre Rizzo Zuntini & Lúcia G. Lohmann

INTRODUÇÃO

Bignoniaceae é composta por 80 gêneros e aproximadamente 840 espécies (Lohmann & Ulloa, 2015). A família apresenta distribuição Pantropical, sendo o Neotrópico a região com maior diversidade, concentrando quase 80% das espécies (Gentry, 1980). Inclui principalmente lianas e árvores, com folhas geralmente compostas e opostas, flores gamossépalas e gamopétalas, com quatro estames didínamos, um estaminódio e disco nectarífero na base do ovário, além de frutos do tipo cápsula e sementes aladas (Fisher *et al.*, 2004; Figuras 1–2).

Estudos filogenéticos recentes propuseram novos sistemas de classificação ao nível genérico (p. ex. Grose & Olmstead, 2007; Lohmann & Taylor, 2014) e tribal (Olmstead *et al.*, 2009). Atualmente, oito clados principais são reconhecidos: seis dos quais correspondem às tribos Bignonieae, Catalpeae, Jacarandaeae, Oroxyleae, Tecomeae e Tourrettieae, enquanto dois são informalmente chamados de Clado Paleotropical (*Paleotropical Clade*) e Aliança *Tabebuia* (*Tabebuia Alliance*).

A família é bem representada na região Neotropical, figurando entre as 10 famílias mais diversas, tanto em florestas secas quanto úmidas (Gentry, 1982). No Brasil, centro de diversidade da família (Gentry, 1980), ocorrem

31 gêneros e 402 espécies, 193 das quais são endêmicas (Lohmann, 2015). Estas espécies estão distribuídas em três linhagens estritamente Neotropicais: (i) tribo Bignonieae; (ii) tribo Jacarandaeae e (iii) clado Aliança *Tabebuia*.

Bignonieae é a maior tribo da família, abarcando 21 gêneros e 393 espécies (Lohmann & Taylor, 2014). As espécies deste grupo são geralmente lianas caracterizadas pela formação de 4–32 cunhas de floema, perfis das gemas axilares frequentemente desenvolvidos, folhas comumente 2–3-folioladas com o folíolo terminal modificado em gavinha e frutos com deiscência septicida (Lohmann & Taylor, 2014; Figura 1). Esta tribo tem grande importância ecológica, pois representa o principal componente lianescente na região Neotropical (Gentry, 1982). Todos os gêneros da tribo Bignonieae ocorrem no Brasil, onde estão representados por 317 espécies nativas (Lohmann, 2015).

A tribo Jacarandaeae representa a primeira linhagem que divergiu em Bignoniaceae (Olmstead *et al.*, 2009). Esta tribo inclui dois gêneros nativos do Brasil, *Digomphia* Benth. e *Jacaranda* Juss. *Digomphia* inclui 3 espécies (Gentry, 1992a), duas das quais ocorrem no Brasil (Lohmann, 2015). *Jacaranda*, por sua vez, inclui 49 espécies (Gentry, 1992a), 36 das quais ocorrem no Brasil (Lohmann, 2015). Espécies de Jacarandaeae são árvores ou arbustos com folhas geralmente bipinadas,

estaminódio alongado e exserto, e cápsulas loculicidas, achatadas perpendicularmente ao septo (Gentry, 1992a; Figura 2A–C).

O clado Aliança *Tabebuia* inclui 14 gêneros e 147 espécies de árvores e arbustos com folhas digitadas e cápsulas loculicidas (Olmstead *et al.*, 2009; Figura 2D–O). Dois terços das espécies deste grupo estão alocadas nos gêneros *Handroanthus* Mattos e *Tabebuia* Gomes ex DC. Além destes, seis outros gêneros também ocorrem no Brasil: *Crescentia* L., *Cybistax* Mart. ex Meisn., *Godmania* Hemsl., *Paratecoma* Kuhl., *Sparattosperma* Mart. ex Meisn. e *Zeyheria* Mart. (Lohmann, 2015).

Representantes destes três cladogramas de Bignoniaceae ocorrem na Reserva Natural Vale (RNV), onde a família está entre as dez mais diversas famílias de angiospermas (CVRD, 1998). Este grande potencial atraiu a atenção de especialistas, como Alwyn Gentry (entre 1985 e 1987) e Lúcia Lohmann (em 2001), que realizaram coletas focadas nesta família e impulsionaram significativamente o conhecimento das Bignoniaceae na região, levando a um total de 51 espécies e 26 gêneros conhecidos para a RNV (CVRD, 2002). Desde então, novas coletas foram realizadas aprimorando ainda mais o conhecimento sobre a flora local. O alto número de gêneros e espécies de Bignoniaceae na RNV fez com que esta reserva fosse selecionada como um dos quatro principais sítios de amostragem para a filogenia da tribo Bignonieae (Lohmann, 2006). Assim, a Reserva atualmente representa uma área chave para estudos ecológicos e evolutivos em Bignoniaceae. Neste contexto, a minuciosa caracterização da flora da família na RNV é fundamental para embasar estes estudos.

METODOLOGIA

Este estudo foi baseado na lista de espécies de Bignoniaceae compilada por Lohmann em 2001 e publicada como parte da lista florística de espécies da CVRD (2002). Através desta lista e das informações fenológicas disponíveis nas etiquetas dos materiais depositados em herbário, foram planejadas novas expedições de campo e consultas aos acervos CVRD, MBML, MO, NY,

RB, SPF e VIES (siglas segundo Thiers, 2015), visando detectar novos registros para a área.

Foram realizadas sete expedições de coleta entre 2007 e 2011, distribuídas ao longo do ano todo, a fim de cobrir o período de floração e frutificação de todas as espécies. Ao todo, foram coletadas 272 novas amostras, as quais foram fotografadas em campo ou laboratório. As fotografias de material vivo incluíram detalhes dos folíolos, flores, frutos e sementes, bem como fotos do hábito das diversas espécies. Estas fotos estão sendo utilizadas para a produção de um guia de campo para identificação das espécies de Bignoniaceae da Reserva Natural Vale (Zuntini & Lohmann, em preparação).

Este trabalho segue as classificações recentes da tribo Bignonieae (Lohmann & Taylor, 2014) e Aliança *Tabebuia* (Grose & Olmstead, 2007). Além disso, especialistas e tratamentos taxonômicos para gêneros específicos foram também consultados, visando a checagem de identificações e esclarecimentos taxonômicos, especialmente no caso de espécies de difícil circunscrição; estes trabalhos estão citados ao longo do texto.

RESULTADOS E DISCUSSÃO

Levantamento das espécies de Bignoniaceae da Reserva Natural Vale (RNV)

Foram registrados 25 gêneros e 62 espécies de Bignoniaceae para a Reserva Natural Vale (Tabela 1). Destes, 18 gêneros e 44 espécies são representantes de Bignonieae, um gênero e duas espécies de Jacarandae e seis gêneros e 16 espécies do clado Aliança *Tabebuia* (Figuras 1–2). A diversidade de Bignoniaceae encontrada na RNV representa quase metade das 115 espécies da família ocorrentes no estado do Espírito Santo (Lohmann, 2015) e cerca de um terço das 199 espécies documentadas para a Mata Atlântica (Lohmann & Tarabay, 2009). Dentre os gêneros de lianas, os mais diversos são *Adenocalymma* Mart. ex Meisn. (9 spp.), *Fridericia* Mart. (5 spp.) e *Mansoa* DC. (4 spp.), enquanto *Handroanthus* (7 spp.) e *Tabebuia* (5 spp.) são os gêneros arbóreos mais diversos (Tabela 1).

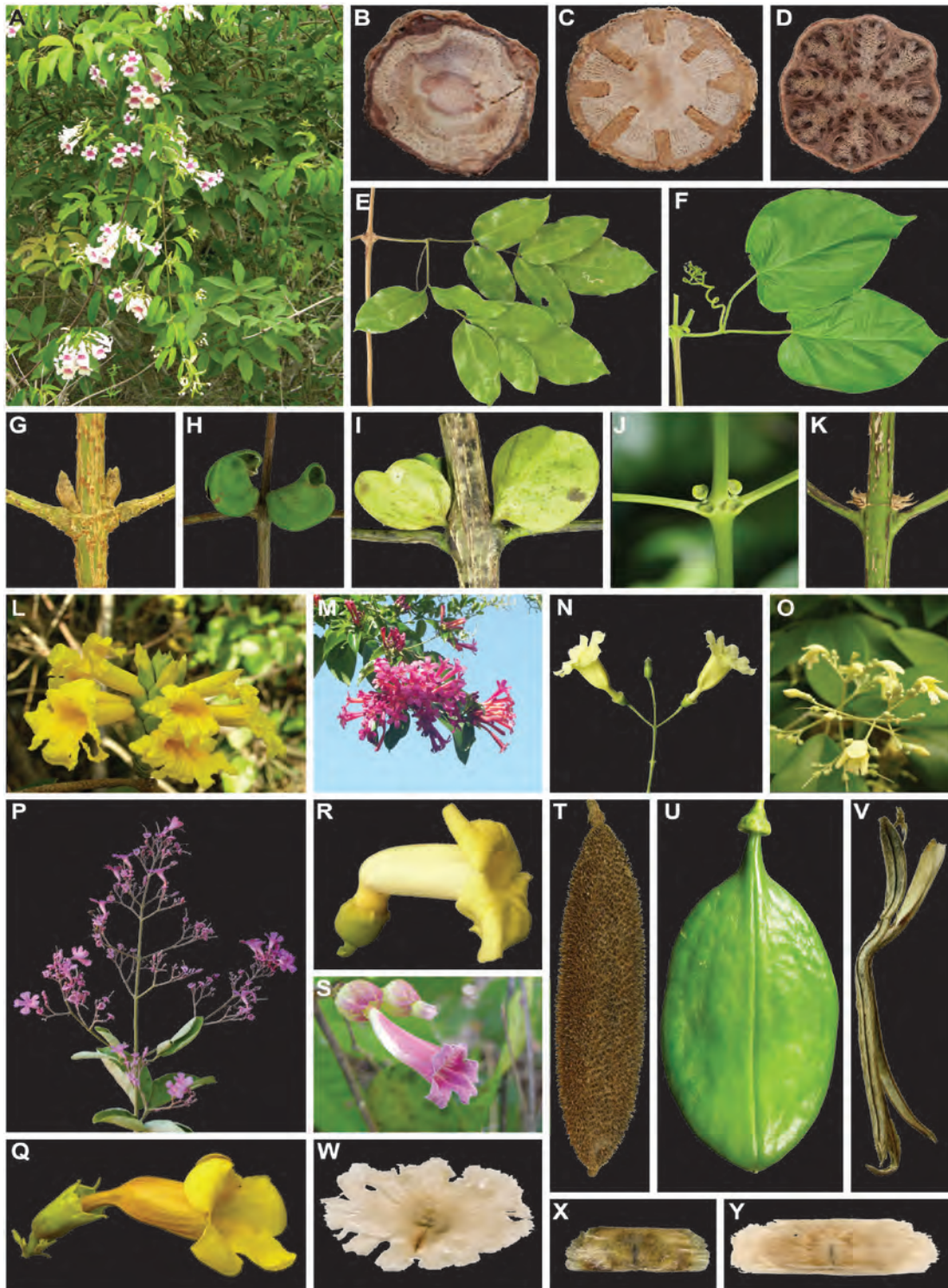


Figura 1: Diversidade morfológica de Bignoniaceae. A: Hábito - *Lundia virginalis*; B-D: Seções transversais do caule; B: *Adenocalymma validum*; C: *Bignonia prieurii*; D: *Dolichandra unguiculata*; E-F: Folhas; E: *Adenocalymma validum*; F: *Amphilophium crucigerum*; G-K: Profilos das gemas axilares; G: *Adenocalymma bracteatum*; H: *Amphilophium frutescens*; I: *Anemopaegma chamberlaynii*; J: *Bignonia corymbosa*; K: *Bignonia sciuripabulum*; L-P: Inflorescência; L: *Adenocalymma bracteatum*; M: *Lundia longa*; N: *Pleonotoma albiflora*; O: *Tynanthus cognatus*; P: *Fridericia subincana*; Q-S: Flores; Q: *Martinella insignis*; R: *Amphilophium crucigerum*; S: *Stizophyllum riparium*; T-V: Frutos; T: *Amphilophium crucigerum*; U: *Anemopaegma chamberlaynii*; V: *Mansoa onohualcoides*; W-Y: Sementes; W: *Anemopaegma chamberlaynii*; X: *Fridericia subincana*; Y: *Pleonotoma albiflora*.

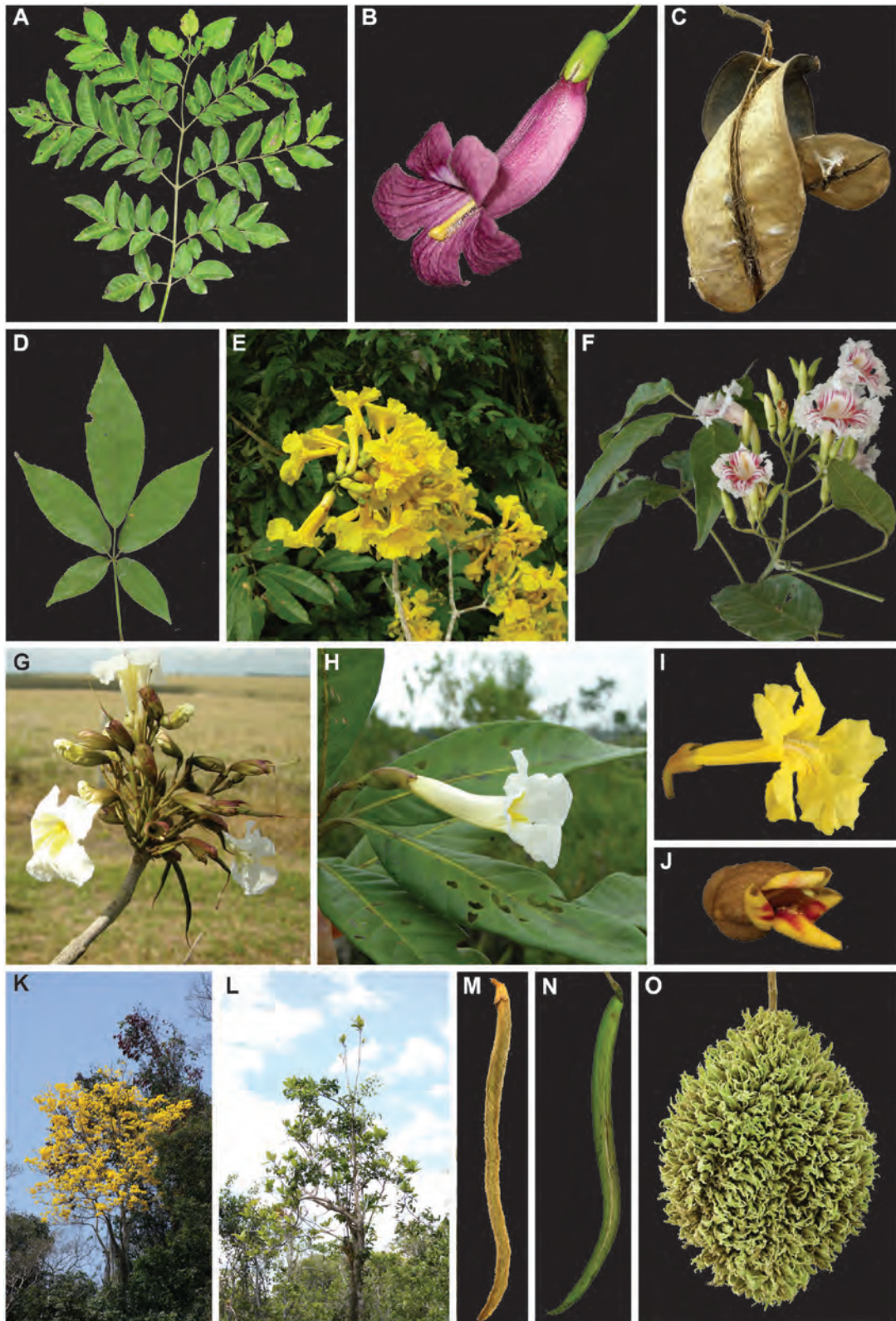


Figura 2: Diversidade morfológica de Jacarandae e Aliança *Tabebuia*. A–C: Jacarandae; A: Folha de *Jacaranda puberula*; B: Flor de *J. puberula*; C: Fruto de *J. puberula*; B–O: Aliança *Tabebuia*; D: Folha de *Handroanthus riodicensis*; E–G: Inflorescência; E: *Handroanthus riodicensis*; F: *Sparattosperma leucanthum*; G: *Tabebuia elliptica*; H–J: Flores; H: *Tabebuia cassinoides*; I: *Handroanthus arianaeae*; J: *Zeyheria tuberculosa*; K–L: Hábito; K: *Handroanthus arianaeae*; L: *Tabebuia cassinoides*; M–O: Frutos; M: *Handroanthus* aff. *chrysotrichus*; N: *Handroanthus serratifolius*; O: *Zeyheria tuberculosa*.

Tabela 1: Distribuição das espécies de Bignoniaceae encontradas na Reserva Natural Vale, organizadas por gênero, e status de conservação. *Vouchers* em negrito indicam tipos nomenclaturais. Fitofisionomias: Capoeiras (Ca), Campo Nativo (CN), Mata Ciliar (MC), Mata de Tabuleiro (MT), Muçununga (Mu) e Várzea (Va).

Espécies	Voucher	Status	Fitofisionomia				
			Ca	CN	MC	MT	Mu
Tribo Bignonieae 46/393 spp.¹							
<i>Adenocalymma</i> Mart. ex Meisn. 9/82 spp.¹							
<i>A. aurantiacum</i> Udulutsch & Assis	Folli 3701		Ca			MT	
<i>A. bracteatum</i> (Cham.) DC.	Zuntini 29		Ca			MT	Mu
<i>A. coriaceum</i> A. DC.	Zuntini 254		Ca			MT	
<i>A. cymbalum</i> (Cham.) Bureau & K.Schum.	Zuntini 164		Ca		MC	MT	Mu
<i>A. divaricatum</i> Miers	Folli 5151					MT	
<i>A. hirtum</i> (Mart. ex DC.) Bureau & K.Schum.	Peixoto 3052		Ca				
<i>A. hypostictum</i> Bureau & K.Schum.	Zuntini 257		Ca			MT	
<i>A. marginatum</i> (Cham.) DC.	Menandro 114		Ca			MT	
<i>A. validum</i> (K.Schum.) L.G.Lohmann	Zuntini 96		Ca			MT	
<i>Amphilophium</i> Kunth 3/47 spp.¹							
<i>A. bauhinioides</i> (Bureau ex Baill.) L.G.Lohmann	Folli 2685		Ca			MT	
<i>A. crucigerum</i> (L.) L.G.Lohmann	Zuntini 178		Ca			MT	
<i>A. frutescens</i> (DC.) L.G.Lohmann	Zuntini 167						Va
<i>Anemopaegma</i> Mart. ex Meisn. 2/45 spp.¹							
<i>A. chamberlaynii</i> (Sims) Bureau & K.Schum.	Zuntini 217		Ca	CN	MC	MT	Mu
<i>A. setilobum</i> A.H.Gentry	Siqueira 742					MT	
<i>Bignonia</i> L. 3/31 spp.²							
<i>B. corymbosa</i> (Vent.) L.G.Lohmann	Zuntini 170		Ca	CN	MC	MT	Mu Va
<i>B. prieurii</i> DC.	Zuntini 13		Ca			MT	
<i>B. sciuripabulum</i> (K.Schum.) L.G.Lohmann	Zuntini 119		Ca			MT	Mu
<i>Callichlamys</i> Miq. 1/1 spp.¹							
<i>C. latifolia</i> (Rich.) K.Schum.	Zuntini 171		Ca			MT	
<i>Cuspidaria</i> DC. 1/19 spp.¹							
<i>C. lasiantha</i> (Bureau & K.Schum.) L.G.Lohmann	Zuntini 267		Ca			MT	
<i>Dolichandra</i> Cham. 3/9 spp.³							
<i>D. quadrivalvis</i> (Jacq.) L.G.Lohmann	Lohmann 686					MT	
<i>D. unguiculata</i> (Vell.) L.G.Lohmann	Zuntini 176					MT	
<i>D. unguis-cati</i> (L.) L.G.Lohmann	Zuntini 43					MT	
<i>Fridericia</i> Mart. 5/67 spp.¹							
<i>F. chica</i> (Bonpl.) L.G.Lohmann	Zuntini 129		Ca			MT	
<i>F. conjugata</i> (Vell.) L.G.Lohmann	Zuntini 291					MT	Mu
<i>F. rego</i> (Vell.) L.G.Lohmann	Zuntini 144		Ca			MT	Mu
<i>F. samydoides</i> (Cham.) L.G.Lohmann	Zuntini 218		Ca			MT	
<i>F. subincana</i> (Mart.) L.G.Lohmann	Zuntini 185		Ca			MT	Mu
<i>Lundia</i> DC. 2/13 spp.¹							
<i>L. longa</i> (Vell.) DC.	Zuntini 1		Ca	CN			Mu
<i>L. virginalis</i> DC.	Zuntini 126		Ca			MT	
<i>Mansoa</i> DC. 4/12 spp.¹							
<i>M. difficilis</i> (Cham.) Bureau & K.Schum.	Zuntini 259		Ca			MT	
<i>M. hymenaea</i> (DC.) A.H.Gentry	Zuntini 130		Ca				
<i>M. lanceolata</i> (DC.) A.H.Gentry	Zuntini 230		Ca			MT	
<i>M. onohualcoides</i> A.H.Gentry	Zuntini 276		Ca				

Espécies	Voucher	Status	Fitofisionomia					
			Ca	CN	MC	MT	Mu	Va
Martinella Baill. 1/3 spp. ⁴								
<i>M. insignis</i> A.H.Gentry ex Zuntini & L.G.Lohmann	Zuntini 151	DD ⁴	Ca					
Neojobertia Baill. 1/2 spp. ¹								
<i>N. aff. mirabilis</i> (Sandwith) L.G.Lohmann	Zuntini 282		Ca			MT		
Pleonotoma Miers 2/17 spp. ¹								
<i>P. albiflora</i> (Salzm. ex DC.) A.H.Gentry	Zuntini 118		Ca					
<i>P. stichadenium</i> K.Schum.	Folli 5186		Ca		MC	MT		
Pyrostegia C.Presl 1/3 spp. ¹								
<i>P. venusta</i> (Ker Gawl.) Miers	Siqueira 31		Ca			MT		
Stizophyllum Miers 1/3 spp. ¹								
<i>S. riparium</i> (Kunth) Sandwith	Zuntini 219		Ca			MT		
Tanaecium Sw. 1/17 spp. ¹								
<i>T. seloi</i> (Spreng.) L.G.Lohmann	Zuntini 201		Ca			MT		
Tynanthus Miers 2/14 spp. ⁵								
<i>T. cognatus</i> (Cham.) Miers	Zuntini 147		Ca			MT	Mu	
<i>T. espiritosantensis</i> M.C.Medeiros & L.G.Lohmann	Folli 5931	DD ⁶				MT		
Xylophragma Sprague 2/7 spp. ¹								
<i>X. harleyi</i> (A.H.Gentry ex M.M.Silva & L.P.Queiroz) L.G.Lohmann	Folli 1140					MT		
<i>X. myrianthum</i> (Cham. ex Steud.) Sprague	Zuntini 320		Ca			MT		
Jacarandeeae 2/52 spp. ⁷								
Jacaranda Juss. 2/49 spp. ⁷								
<i>J. obovata</i> Cham.	Folli 633		Ca	CN		MT		
<i>J. puberula</i> Cham.	Zuntini 107				MC		Va	
Aliança <i>Tabebuia</i> 16/147 spp. ⁸								
Cydistax Mart. ex Meisn. 1/1 spp. ⁷								
<i>C. antisiphilitica</i> (Mart.) Mart.	Folli 6450		Ca					
Handroanthus Mattos 7/30 spp. ⁹								
<i>H. arianae</i> (A.H.Gentry) S.Grose	Folli 658	EN ¹⁰				MT		
<i>H. bureavii</i> (Sandwith) S.Grose	Zuntini 148				MC		Va	
<i>H. aff. chrysotrichus</i> (Mart. ex DC.) Mattos	Zuntini 102				MC	MT	Mu	
<i>H. cristatus</i> (A.H.Gentry) S.Grose	Farias 34	EN ¹¹				MT		
<i>H. heptaphyllus</i> (Vell.) Mattos	Zuntini 328				MC	MT		
<i>H. riocensensis</i> (A.H.Gentry) S.Grose	Silva 63	EN ¹⁰				MT		
<i>H. serratifolius</i> (Vahl) S.Grose	Zuntini 153					MT	Mu	
Paratecoma Kuhl. 1/1 spp. ⁷								
<i>P. peroba</i> (Record) Kuhl.	Folli 137	EN ¹⁰	Ca			MT		
Sparattosperma Mart. ex Meisn. 1/2 spp. ⁷								
<i>S. leucanthum</i> (Vell.) K.Schum.	Zuntini 182					MT	Mu	
Tabebuia Gomes ex DC. 5/67 spp. ⁹								
<i>T. cassinoides</i> (Lam.) DC.	Zuntini 41	EN ¹⁰					Va	
<i>T. elliptica</i> (DC.) Sandwith	Zuntini 253			CN			Mu	
<i>T. obtusifolia</i> (Cham.) Bureau	Folli 87	VU ¹¹				MT		
<i>T. roseo-alba</i> (Ridley) Sandwith	Silva 93					MT		
<i>T. stenocalyx</i> Sprague & Stapf.	Zuntini 232						Va	
Zeyheria Mart. 1/2 spp. ⁷								
<i>Z. tuberculosa</i> (Vell.) Bureau	Zuntini 186	VU ¹⁰				MT		

Referências: ¹Lohmann & Taylor (2014); ²Zuntini *et al.* (2015b); ³Fonseca *et al.* (2015); ⁴Zuntini & Lohmann (2014); ⁵Medeiros & Lohmann (2015); ⁶Medeiros & Lohmann (2014); ⁷Gentry (1992a); ⁸Olmstead *et al.* (2009); ⁹Grose & Olmstead (2007); ¹⁰Lohmann *et al.* (2013); ¹¹Lohmann & Tarabay (2009).

Foram documentados 11 novos registros de Bignoniaceae para a RNV desde o último levantamento florístico publicado (CVRD, 2002): *Adenocalymma bracteatum* (Cham.) DC., *A. coriaceum* A.DC., *A. divaricatum* Miers, *A. hirtum* (Mart. ex DC.) Bureau & K.Schum., *A. hypostictum* Bureau & K.Schum., *Amphilophium frutescens* (DC.) L.G.Lohmann, *Cybistax antisiphilitica* (Mart.) Mart., *Mansoa hymenaea* (DC.) A.H.Gentry, *M. onohualcoides* A.H.Gentry, *Pleonotoma albiflora* (Salzm. ex DC.) A.H.Gentry e *Tynanthus cognatus* (Cham.) Miers. Juntamente com estas, três novas espécies de Bignoniaceae foram recentemente descritas com base em materiais coletados na Reserva: *Adenocalymma aurantiacum* Udulutsch & Assis (Udulutsch *et al.*, 2013), *Martinella insignis* A.H.Gentry ex Zuntini & L.G.Lohmann (Zuntini & Lohmann, 2014) e *Tynanthus espiritosantensis* M.C.Medeiros & L.G.Lohmann (Medeiros & Lohmann, 2014). Além disso, três espécies arbóreas foram descritas anteriormente com base em materiais da Reserva: *Tabebuia arianae* A.H.Gentry [= *Handroanthus arianae* (A.H.Gentry) S.Grose], *Tabebuia cristata* A.H.Gentry [= *Handroanthus cristatus* (A.H.Gentry) S.Grose] e *Tabebuia riodocensis* A.H.Gentry [= *Handroanthus riodocensis* (A.H.Gentry) S.Grose] (Gentry 1992a), levando a um total de seis novas espécies de Bignoniaceae descritas a partir de espécimes coletados na Reserva (Tabela 1).

Dentre as novas espécies, *T. espiritosantensis* é conhecida apenas do município de Linhares (Medeiros & Lohmann, 2014), enquanto três outras espécies raras da flora brasileira também são encontradas na região: *Mansoa onohualcoides*, *H. arianae* e *H. cristatus* (Lohmann & Silva-Castro, 2009). Espécies da tribo Bignonieae, amplamente distribuídas desde a Mata Atlântica até a América Central, também ocorrem na Reserva, tais como: *Amphilophium crucigerum* (L.) L.G.Lohmann, *Bignonia corymbosa* (Vent.) L.G.Lohmann, *Callichlamys latifolia* (Rich.) K.Schum., *Dolichandra quadrivalvis* (Jacq.) L.G.Lohmann, *D. unguis-cati* (L.) L.G.Lohmann, *Friderica chica* (Bonpl.) L.G.Lohmann, *F. conjugata* (Vell.) L.G.Lohmann e *Stizophyllum riparium* (Kunth) Sandwith (Lohmann & Taylor, 2014). Dentre as arbóreas, a única amplamente distribuída é *Handroanthus serratifolius* (Vahl) S.Grose, a qual ocorre em toda a região tropical da América do Sul (Gentry, 1992a).

Amostras estéreis coletadas na reserva foram identificadas preliminarmente como *Adenocalymma flaviflorum* (Miq.) L.G.Lohmann (voucher M. Sousa-Baena 02) e *Jacaranda macrantha* Cham. (voucher A.H. Gentry 59214). Caso confirmada a identidade destes materiais através de coletas de material fértil, estas espécies passarão a integrar a lista florística de Reserva. Além disso, algumas espécies de Bignoniaceae amplamente distribuídas foram coletadas em municípios próximos a Sooretama e é possível que ocorram na Reserva, em particular: *Amphilophium paniculatum* (L.) Kunth, *Fridericia speciosa* Mart., *Lundia corymbifera* (Vahl) Sandwith, *Pleonotoma melioides* (S. Moore) A.H. Gentry e *Tanaecium pyramidatum* (Rich.) L.G.Lohmann.

Algumas espécies apresentadas no inventário disponibilizado pela CVRD (2002) sofreram alterações taxonômicas e/ou receberam novas identificações e não constam no presente inventário. Mais especificamente, os materiais anteriormente identificados como *Adenocalymma periglandulosum* A.H. Gentry, *nom. ined.* (in sched.) e *A. salmoneum* J.C.Gomes (in sched.) foram usados para descrever *A. aurantiacum* (Udulutsch *et al.*, 2013). Por outro lado, *Anemopaegma citrifolium* (DC.) Baill. é atualmente considerada sinônimo de *A. chamberlaynii* (Sims) Bureau & K.Schum. (Arbo & Lohmann, 2008). *Bignonia binata* Thunb. teve sua circunscrição redefinida, com os materiais da RNV sendo agora tratados sob *B. sciuripabulum* (K.Schum.) L.G.Lohmann (Zuntini *et al.*, 2015a). *Lundiacordata* (Vell.) DC. era um nome erroneamente aplicado à espécie atualmente reconhecida como *Lundia longa* (Vell.) DC. (Lohmann & Taylor, 2014). Por fim, *Tynanthus elegans* Miers foi recentemente sinonimizado em *T. cognatus* (Cham.) Miers (Medeiros & Lohmann, 2015).

No Brasil, 23 espécies da família Bignoniaceae estão ameaçadas (Lohmann *et al.*, 2013). Destas, cinco espécies arbóreas são encontradas na RNV: *Handroanthus arianae*, *H. riodocensis*, *Paratecoma peroba* (Record) Kuhl., *Tabebuia cassionoides* (Lam.) DC. e *Zeyheria tuberculosa* (Vell.) Bureau. Além destas, outras duas espécies também figuram com algum grau de ameaça: *Handroanthus cristatus* e *Tabebuia obtusifolia* (Cham.) Bureau (Lohmann & Tarabay, 2009). Todas estas espécies são extraídas para fins madeireiros, o que compromete a recuperação de suas populações em razão de

baixas densidades da espécie e predominância de indivíduos adultos (Schulze *et al.*, 2008). A alta diversidade e representatividade da família nesta área, associado ao alto número de espécies raras e ameaçadas, indicam claramente o importante papel da Reserva para a proteção e conservação das Bignoniaceae do Espírito Santo e Mata Atlântica.

Dentre as espécies listadas, algumas apresentam interesse econômico. O principal uso é na indústria madeireira, dada a alta qualidade da madeira encontrada nos gêneros *Handroanthus* e *Paratecoma* (Gentry, 1992b). Apesar de apresentarem madeiras mais moles (Santos & Mille, 1992), *T. cassionoides*, *T. obtusifolia* e *Z. tuberculosa* também são exploradas comercialmente (Gentry, 1992b). Por este motivo, indivíduos destes grupos foram frequentemente extraídos das matas, o que levou à ameaça de extinção local de várias espécies dos gêneros supracitados (Lohmann *et al.*, 2013). Diversas espécies encontradas na Reserva também podem ser usadas para arborização ou ornamentação; por exemplo, *Handroanthus serratifolius*, *H. heptaphyllus* (Vell.) Mattos e *Tabebuia roseo-alba* (Ridley) Sandwith são espécies arbóreas comumente utilizadas na arborização urbana. Entre as lianas, *Pyrostegia venusta* (Ker Gawl.) Miers é certamente uma das espécies mais utilizadas como ornamental (Gentry, 1992b). Além desta, outras espécies da Reserva também poderiam ser exploradas para este fim, como: *Dolichandra unguis-cati*, *Fridericia conjugata*, *Lundia virginialis* DC. e *Mansoa onohualcoides*, dadas as suas floradas exuberantes. Há ainda algumas espécies que são fontes de pigmento, como *Cybistax antisiphilitica*, *Fridericia chica* e *Sparattosperma leucanthum* (Vell.) K.Schum. (Gentry, 1992b).

Distribuição das espécies de Bignoniaceae da Reserva Natural Vale

As 62 espécies de Bignoniaceae encontradas na RNV estão distribuídas pelas seis principais fitofisionomias da Reserva: Capoeira, Campo Nativo, Mata Ciliar, Mata de Tabuleiro, Muçununga e Várzea. Enquanto 23 espécies (37%) ocorrem exclusivamente em uma fitofisionomia (Figura 3), *Bignonia corymbosae*, *Anemopaegma chamberlaynii* são as mais generalistas. *Bignonia corymbosa* foi observada em todas as fitofisionomias e *A. chamberlaynii* foi observada em quase todas as áreas, exceto na Várzea (Tabela 1).

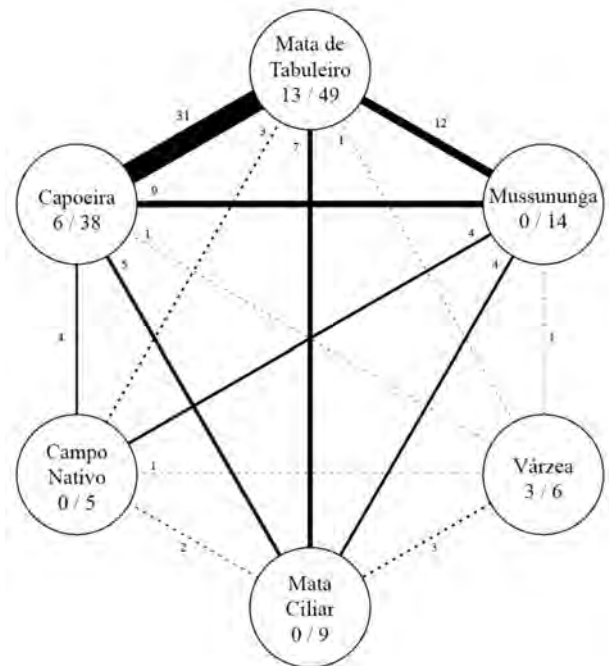


Figura 3: Conectividade entre fitofisionomias. Para cada fitofisionomia é apresentado o número de espécies registradas (exclusivo/total). O número de espécies compartilhadas está apresentado junto às linhas: linhas mais espessas indicam um alto número de espécies compartilhadas entre as fitofisionomias enquanto as linhas tracejadas indicam um baixo número de espécies compartilhadas (≤ 3).

A Mata de Tabuleiro representa a fitofisionomia mais rica e também a com maior área. Esta fitofisionomia perfaz quase metade da área da Reserva (CVRD, 1998), abrigando 49 espécies, 13 observadas exclusivamente nesta formação. Os gêneros *Handroanthus* e *Zeyheria* estão entre os elementos arbóreos e componentes do dossel mais característicos desta fitofisionomia. As lianas totalizam 37 espécies e, como em outros estudos fitossociológicos (*p. ex.* Gentry, 1982), representam a família de lianas mais diversa nas Matas de Tabuleiro (Peixoto & Gentry 1990). As três espécies de *Dolichandra* (*D. unguis-cati*, *D. quadrivalvis* e *D. unguiculata* (Vell.) L.G.Lohmann) são restritas a esta fitofisionomia. A Mata de Tabuleiro compartilha 31 espécies com as Capoeiras, especialmente espécies pertencentes aos gêneros *Adenocalymma* (7 spp.), *Bignonia* L. (3 spp.) e *Fridericia* (4 spp.). Além disso, a Mata de Tabuleiro também compartilha 12 espécies com a Muçununga e 7 com a Mata Ciliar. A maior parte das espécies compartilhadas entre estas fitofisionomias são também encontradas em áreas

de Capoeira, exceto *Handroanthus serratifolius* e *Sparattosperma leucanthum*, que são exclusivas de Muçununga e Matas de Tabuleiro e *H. heptaphyllus*, que é exclusiva da Mata Ciliar e Mata de Tabuleiro.

A segunda fitofisionomia mais rica é a Capoeira, com 38 espécies de Bignoniaceae. A maior parte destas espécies (31 spp.) é compartilhada com a Mata de Tabuleiro e depois com a Muçununga (9 spp.). Destas nove, oito também são compartilhadas com a Mata de Tabuleiro, exceto *Lundia longa* que ocorre apenas nas Capoeiras e Muçunungas. Somente quatro espécies são exclusivas das Capoeiras: *Cybistax antisiphilitica*, *Mansoa hymenaea*, *M. onohualcoides* e *Martinella insignis*.

A Muçununga, com 14 espécies, é a terceira fitofisionomia mais rica na Reserva. Esta fitofisionomia não apresenta espécies exclusivas, compartilhando espécies principalmente com Mata de Tabuleiro (12 spp.) e Capoeira (9 spp.). Estas três fisionomias juntas abarcam 55 espécies de Bignoniaceae, ou 88% da diversidade da família na Reserva. A única espécie não compartilhada com essas duas outras fitofisionomias é *Tabebuia elliptica* (DC.) Sandwith, uma arvoreta que ocorre em áreas de transição entre Muçununga e Campo Nativo. Outros elementos comuns da Muçununga são: *Fridericia conjugata*, *F. subincana* (Mart.) L.G.Lohmann, *Lundia longa* e *S. leucanthum*.

A Mata Ciliar inclui nove espécies de Bignoniaceae, nenhuma delas restrita a esta fitofisionomia. Como a Muçununga, esta fitofisionomia compartilha o maior número de espécies com a Mata de Tabuleiro e Capoeira. Entretanto, *Jacaranda puberula* Cham. e *Handroanthus bureavii* (Sandwith) S.Grose são elementos característicos da Mata Ciliar, encontrados apenas nas áreas de transição com brejos e Várzeas não permanentemente alagadas. As Várzeas ficam somente à frente dos Campos Nativos em relação à riqueza de espécies. Nesta fitofisionomia ocorrem seis espécies de Bignoniaceae, três das quais são exclusivas das Várzeas permanentemente inundadas: *Tabebuia cassinoides*, com 66% dos indivíduos amostrados em um inventário desta fisionomia (CVRD, 1998), juntamente com *Amphilophium frutescens* e *Tabebuia stenocalyx* Sprague & Stapf., ambas encontradas exclusivamente nas margens dos corpos d'água. O Campo Nativo, com quatro espécies, é a fitofisionomia com menor representatividade de Bignoniaceae. *Tabebuia elliptica*, *A. chamberlaynii* e *L.*

longa são as espécies mais comuns desta formação, nenhuma das quais é restrita a esta fitofisionomia.

CONCLUSÃO

No presente levantamento foram detectados 11 novos registros de Bignoniaceae para a RNV, elevando para 62 o total de espécies conhecidas para a Reserva. Destas 62 espécies, sete estão ameaçadas de extinção, três são raras e uma é endêmica da região. Esta diversidade de espécies representa mais da metade das espécies do Espírito Santo e um terço das espécies da Mata Atlântica, e inclui diversas espécies com potencial econômico, especialmente madeireiro, ornamental e fitoquímico. Cerca de 90% desta diversidade está concentrada nas Matas de Tabuleiro, Capoeiras e Muçununga. Quase metade das espécies (30 de 62 spp.) está representada pelos gêneros *Adenocalymma* (9 spp.), *Handroanthus* (7 spp.), *Fridericia* (5 spp.), *Tabebuia* (5 spp.) e *Mansoa* (4 spp.). Estes resultados corroboram a importância dos elementos da família Bignoniaceae para a flora da Reserva Natural Vale, firmando-a como área crucial para a conservação e estudos taxonômicos, ecológicos e evolutivos desta família. Este levantamento florístico também representa a base para a produção de um guia de campo visando a identificação das espécies da Reserva (Zuntini & Lohmann, em preparação), provendo recursos visuais que facilitem a identificação das espécies por quaisquer pesquisadores.

AGRADECIMENTOS

Agradecemos à Vale pelo apoio logístico e financeiro que permitiram a realização deste projeto e em especial ao Geovane Siqueira, pela grande ajuda no campo e no herbário. Agradecemos também a todos aqueles que auxiliaram nas expedições de campo, especialmente: Alberto Vicentini, Anselmo Nogueira, Elaine Françoso, Jenifer Lopes, Mardel Silva, Mariane Sousa-Baena, Rafael Almeida, Vania Pretti e Wesley Pires. Também agradecemos Miriam Kaehler e Luiz Henrique Fonseca pela ajuda na determinação de materiais, um revisor anônimo por comentários construtivos ao manuscrito e o Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq) pela bolsa de iniciação

científica para ARZ e bolsa de Produtividade em Pesquisa para LGL (PQ-1C).

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Arbo, M.M. & Lohmann, L.G. 2008. Bignoniaceae. Pp. 1581–1627. In: F. O. Zuloaga, O. Morrone, and M. J. Belgrano (Eds). Catálogo de las plantas vasculares del Cono Sur: (Argentina, Sur de Brasil, Chile, Paraguay y Uruguay). St. Louis, Missouri Botanical Garden Press.
- CVRD 1998. Plano diretor de uso da Reserva Florestal de Linhares – Análise da Reserva – Fatores bióticos. Vitória, Companhia Vale do Rio Doce – Superintendência de Madeira e Celulose.
- CVRD 2002. Florística completa ordenada por família – 64a aproximação. Linhares, Reserva Natural da Vale do Rio Doce – Herbário CVRD.
- Fisher, E.; Theisen, I. & Lohmann, L.G. 2004. Bignoniaceae. Pp. 9–38. In: J. W. Kadereit (Ed). The families and genera of vascular plants. Nova York, Springer.
- Fonseca, L.H.M.; Cabral, S.M.; Agra, M. de F. & Lohmann, L.G. 2015. Taxonomic updates in *Dolichandra* Cham. (Bignoniaceae, Bignoniaceae). *Phytokeys* 46, 35–43.
- Gentry, A.H. 1980. Bignoniaceae Part I – Tribes Crescentieae e Tourretieae. *Flora Neotropica* 25, 1–130.
- Gentry, A.H. 1982. Patterns of neotropical plant species diversity. Pp. 1–84 In: M. K. Hecht, B. Wallace, and G. T. Prance (Eds). *Evolutionary Biology*. New York, Plenum Press.
- Gentry, A.H. 1992a. Bignoniaceae Part II – Tribe Tecomeae. *Flora Neotropica* 25, 370.
- Gentry, A.H. 1992b. A synopsis of Bignoniaceae ethnobotany and economic botany. *Annals of the Missouri Botanical Garden* 79, 53–64.
- Grose, S.O. & Olmstead, R.G. 2007. Taxonomic revisions in the polyphyletic genus *Tabebuia* s.l. (Bignoniaceae). *Systematic Botany* 32, 660–670.
- Lohmann, L.G. 2006. Untangling the phylogeny of neotropical lianas (Bignoniaceae, Bignoniaceae). *American Journal of Botany* 93, 304–318.
- Lohmann, L.G. 2015. Bignoniaceae. Lista de Espécies da Flora do Brasil – Jardim Botânico do Rio de Janeiro. Available from: <http://floradobrasil.jbrj.gov.br/jabot/floradobrasil/FB112305>.
- Lohmann, L.G. & Silva-Castro, M.M. (2009) Bignoniaceae. Pp. 96–100. In: A. M. Giulietti, A. Rapini, M. J. G. Andrade, L. P. de Queiroz, and J. M. C. Silva (Eds). *Plantas raras do Brasil*. Rio de Janeiro, Conservation International.
- Lohmann, L.G. & Tarabay, D. 2009. Bignoniaceae. Pp. 179–183. In: J. R. Stehmann, R. C.; Forza, A. Salino, M. Sobral, D. P. Costa, and L. H. Y. Kamino (Eds). *Plantas da Floresta Atlântica*. Rio de Janeiro, Jardim Botânico do Rio de Janeiro.
- Lohmann, L.G.; Sfair, J.C.; Monteiro, N.P. & Santos Filho, L.A.F. 2013. Bignoniaceae. Pp. 303–312. In: G. Martinelli and M. A. Moraes (Eds). *Livro vermelho da flora do Brasil*. Rio de Janeiro, Andrea Jakobsson; Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro.
- Lohmann, L.G. & Taylor, C.M. 2014. A new generic classification of tribe Bignoniaceae (Bignoniaceae). *Annals of the Missouri Botanical Garden* 99, 348–489.
- Lohmann L.G. & Ulloa, C. 2015. Bignoniaceae in iPlants prototype Checklist. Disponível em: <http://www.iplants.org/>
<http://www.iplants.org/>
- Medeiros, M.C.M.P. & Lohmann, L.G. 2014. Two new species of *Tynanthus* Miers (Bignoniaceae, Bignoniaceae) from Brazil. *Phytokeys* 42, 77–85.
- Medeiros, M.C.M.P. & Lohmann, L.G. 2015. Taxonomic revision of *Tynanthus* (Bignoniaceae, Bignoniaceae). *Phytotaxa* 216, 1–60.
- Olmstead, R.G.; Zjhra, M.L.; Lohmann, L.G.; Grose, S.O. & Eckert, A.J. 2009. A molecular phylogeny and classification of Bignoniaceae. *American Journal of Botany* 96, 1731–1743.
- Peixoto, A.L. & Gentry, A.H. 1990. Diversidade e composição florística da mata de tabuleiro na Reserva Florestal de Linhares (Espírito Santo, Brasil). *Revista Brasileira de Botânica* 13, 19–25.
- Santos, G. & Mille, R.B. 1992. Wood anatomy of Tecomeae. Pp. 336–358. In: A. H. Gentry (Ed). *Flora Neotropica* 25(2).
- Schulze, M.; Grogan, J.; Uhl, C.; Lentini, M. & Vidal, E. 2008. Evaluating ipê (*Tabebuia*, Bignoniaceae) logging in Amazonia: Sustainable management or catalyst for forest degradation? *Biological Conservation* 141, 2071–2085.
- Thiers, B. 2015. Index Herbariorum: A global directory of public herbaria and associated staff. New York Botanical Garden's Virtual Herbarium. Disponível em: <http://sweetgum.nybg.org/ih/>
- Udulutsch, R.G.; Assis, M.A. De & Dias, P. 2013. Four new species of *Adenocalymma* (Bignoniaceae) and a key to the species from southeastern Brazil. *Nordic Journal of Botany* 31, 176–185.
- Zuntini, A.R. & Lohmann, L.G. 2014. Synopsis of *Martinella* Baill. (Bignoniaceae, Bignoniaceae), with the description of a new species from the Atlantic Forest of Brazil. *Phytokeys* 37, 15–24.
- Zuntini, A.R.; Taylor, C.M. & Lohmann, L.G. 2015a. Deciphering the Neotropical *Bignonia binata* species complex (Bignoniaceae). *Phytotaxa* 219, 69–77.
- Zuntini, A.R.; Taylor, C.M. & Lohmann, L.G. 2015b. Problematic specimens turn out to be two undescribed species of *Bignonia* (Bignoniaceae). *Phytokeys* 56, 7–18.

15

EPÍFITAS VASCULARES NAS
FISIONOMIAS VEGETAIS DA
RESERVA NATURAL VALE,
ESPÍRITO SANTO

Samir Gonçalves Rolim, Lana Sylvestre, Evelyn Pereira Franken & Marcos A. Nadruz Coelho

INTRODUÇÃO

Epífitas usam outras plantas como suporte em alguma fase de sua vida, mas não são parasitas, e obtêm parte significativa de seus nutrientes de outras fontes que não o solo, graças a adaptações morfológicas, anatômicas e fisiológicas (Madison, 1977; Kress, 1986; Benzing, 1990). As epífitas representam parte importante da riqueza das florestas neotropicais, abrangendo diversas famílias botânicas (Gentry & Dobson, 1987a; Kreft *et al.*, 2004; Krömer *et al.*, 2005; Kersten, 2010). Por exemplo, cerca de 10% da flora vascular do Brasil, aproximadamente 2.840 espécies de angiospermas e 370 de samambaias e licófitas são epifíticas (<http://floradobrasil.jbrj.gov.br>). Em outros países neotropicais, como o Peru, também 10% da flora vascular é composta por epífitas (Ibish *et al.*, 1996) e no Equador essa porcentagem atinge 26,5% (Jørgensen & León-Yáñez, 1999).

Desde o início da colonização da América, esse grupo de plantas atraiu a atenção dos exploradores, ilustradores e viajantes que se depararam com as florestas ao longo da costa tropical atlântica (Benzing, 1990). Epífitas tem papel importante na dinâmica de florestas neotropicais, como por exemplo, na ciclagem de nutrientes (Nadkarni & Matelson, 1992; Oliveira, 2004) e nas interações com a fauna (Gentry & Dobson, 1987b). Uma

única árvore pode servir de suporte para 126 (Schuettpeitz & Trapnell, 2006) a 195 espécies de epífitas vasculares (Catchpole & Kirkpatrick, 2011), embora valores menores já sejam considerados altos, como cerca de 80 epífitas vasculares por árvore (Kreft *et al.*, 2004; Krömer *et al.*, 2005; Petean, 2009). Esta elevada diversidade torna a forma de vida um tema atraente e ao mesmo tempo complexo para estudos ecológicos. Entretanto, por ocuparem as partes mais altas e de difícil acesso no dossel das áreas florestais, constituem um grupo ainda pouco estudado.

De acordo com Kersten (2010), no Brasil, os estudos sobre comunidades de epífitas iniciaram na década de 80 com os trabalhos de Waechter (1980) e Aguiar *et al.* (1981) no Rio Grande do Sul. Observando os resultados apresentados por Kersten (2010), numa análise florística de 59 levantamentos no domínio da Floresta Atlântica que apresentam lista de espécies epífitas, nenhum abrange a flora capixaba. São listados dez trabalhos no Rio Grande do Sul, três em Santa Catarina, 28 no Paraná, 11 em São Paulo, três no Rio de Janeiro, três em Minas Gerais e um no Mato Grosso do Sul.

No Espírito Santo, apenas recentemente foram realizados dois estudos sobre comunidades epifíticas: um na região serrana do Estado (Freitas & Assis, 2013) e outro que considerou as epífitas em árvores de *Pseudobombax aff. campestre*

nos afloramentos graníticos no sul do estado (Couto, 2013). Por outro lado, diversos trabalhos contribuíram com o conhecimento de famílias botânicas importantes para as comunidades epifíticas capixabas, como Orchidaceae (Fraga & Peixoto, 2004; Pereira & Ribeiro, 2004; Rodrigues & Simonelli, 2007), Bromeliaceae (Wendt *et al.*, 2010; Couto *et al.*, 2013) e Araceae (Coelho, 2010).

A região norte do estado, onde ocorre a Floresta Atlântica de Tabuleiro (Rizzini, 1963), é citada como um dos 14 centros de diversidade e endemismo de plantas do Brasil (Peixoto & Silva, 1997; Peixoto *et al.*, 2008). Outras fisionomias vegetais importantes, como a floresta de muçununga (Simonelli *et al.*, 2008) e os campos nativos (Araújo *et al.*, 2008; Ferreira *et al.*, 2014) também ocorrem nesta região, mas nenhum estudo sobre a composição de epífitas foi direcionado a estas fisionomias. Assim, neste trabalho, com base na coleção do Herbário CVRD, é apresentada a composição florística de epífitas vasculares nas fisionomias de floresta de tabuleiro, floresta de muçununga, campos nativos e várzeas da Reserva Natural Vale, no norte do Espírito Santo.

MATERIAIS & MÉTODOS

Área de Estudo

A Reserva Natural Vale (RNV) localiza-se no norte do Espírito Santo, sobre terrenos com pequena variação de altitude, geralmente entre 30 e 60 m. O clima é considerado estacional, embora a vegetação florestal possa ser classificada como Floresta Estacional Perenifólia. Para o período de janeiro de 1975 a dezembro de 2004, a precipitação média anual foi igual a 1.227 mm (desvio padrão \pm 273 mm), a temperatura média anual foi de 23,3 °C, variando muito pouco ao longo do ano, entre 20,0 °C e 26,2 °C (médias das mínimas e máximas anuais). A umidade relativa média anual foi de 85,8%, também variando muito pouco ao longo do ano, entre 82,2% e 89,2% (Rolim *et al.*, 2016a).

Na RNV ocorrem quatro tipos principais de fisionomias vegetais. A de maior extensão é a floresta de tabuleiro, uma fisionomia florestal madura e bem conservada em sua maior parte, onde as árvores chegam a atingir mais de 35 m de altura (Jesus & Rolim, 2005; Peixoto *et al.*, 2008).

As florestas de muçununga ocorrem geralmente como enclaves no interior da floresta de tabuleiro, sobre depósitos arenosos (espodossolos), onde o dossel ocorre a cerca de 10 m de altura e ocorre grande penetração de luz no sub-bosque (Simonelli *et al.*, 2008). Nesta fisionomia, os solos são pobres e existe um grande estresse hídrico, os quais são limitantes para o crescimento das árvores (Saporetti-Júnior *et al.*, 2012).

Os campos nativos ou “nativo” são uma fisionomia variando de herbácea a arbustiva, ocorrendo também sobre solos arenosos e pobres em terrenos do terciário, semelhante à vegetação de restinga que ocorre sobre terrenos do quaternário (Araujo *et al.*, 2008). Esta fisionomia é considerada por alguns uma variação da muçununga, assim como a variação que ocorre entre fisionomias de cerrado (Meira-Neto *et al.*, 2005). A variação fisionômica nos campos nativos é provavelmente condicionada pela frequência e duração do alagamento do solo em épocas chuvosas (Ferreira *et al.*, 2014). As áreas permanentemente inundadas, aqui denominadas várzeas, também apresentam um gradiente fisionômico difícil de definir, podendo variar de herbáceas a arbóreas com dossel a 12 m de altura (Peixoto *et al.*, 2008).

Coleta de Dados

Foram utilizados dois procedimentos de identificação das espécies. Para as famílias de samambaias, licófitas e Araceae, todas as coletas foram analisadas por especialistas (ver Sylvestre *et al.*, 2016, neste volume; Coelho, 2016, neste volume). Para as demais famílias, foi feita uma consulta às exsicatas do Herbário CVRD, da Reserva Natural Vale, depositadas até a data de 5 de abril de 2015, não sendo realizadas campanhas específicas de coletas para este trabalho. Todos os registros foram analisados e foram excluídas as coletas indeterminadas e aquelas realizadas fora dos limites da RNV. As famílias botânicas de Angiospermas foram classificadas de acordo com o sistema APG III (2009): samambaias seguiram Smith *et al.* (2006) e Lycopodiaceae seguiu Øllgaard & Windisch (2014).

A lista de espécies foi submetida à checagem de nomes através da ferramenta Plantminer (Carvalho *et al.*, 2010) o qual faz uma correção

automática dos nomes válidos e sinônimos, através de consulta à Lista de Espécies da Flora do Brasil (www.floradobrasil.jbrj.gov.br). Algumas espécies não encontradas no site da Flora do Brasil foram consultadas no site The Plant List (www.theplantlist.org). Para descrição das fisionomias de ocorrência das coletas, as áreas de floresta secundária e mata ciliar foram consideradas como floresta de tabuleiro e áreas brejosas e florestas de várzea foram consideradas como várzeas.

As formas de vida citadas como epífitas no Herbário CVRD foram mantidas, respeitando a forma como a planta foi encontrada na RNV. Contudo, foi feita exceção para espécies arbóreas que possuem hábito epifítico na fase inicial da vida (p. ex. *Ficus*, de acordo com Romaniuc Neto *et al.*, 2015). Plantas anotadas nas fichas de herbário como trepadeiras, mas com hábito hemiepifítico foram consideradas dessa forma (p. ex., algumas espécies de *Vanilla* e diversas de *Philodendron*). As epífitas foram ainda classificadas em categorias ecológicas, baseado na sua forma de vida e relação com o hospedeiro (Benzing, 1990; Kersten, 2010):

- **Holoepífitas verdadeiras:** hábito epifítico durante todo o ciclo de vida;
- **Holoepífitas facultativas:** podem crescer tanto no forófito como no solo;
- **Holoepífitas acidentais:** não possuem adaptação à vida epifítica, crescem ocasionalmente sobre os forófitos;
- **Hemiepífitas primárias:** hábito epifítico apenas em parte do ciclo de vida; germinam sobre os forófitos e posteriormente emitem raízes até o solo;
- **Hemiepífitas secundárias:** hábito epifítico apenas em parte do ciclo de vida; germinam no solo e escalam o forófito, eventualmente perdendo a dependência das raízes fixas no solo.

RESULTADOS & DISCUSSÃO

Composição Epifítica na RNV

A Reserva Natural Vale apresentou uma flora de 184 espécies epifíticas, distribuídas em 19 famílias e 82 gêneros, representando 8,2% das epífitas já registradas para a floresta atlântica (Freitas *et al.*, 2016). As famílias mais ricas em

epífitas vasculares na RNV foram Orchidaceae (82 spp.), Araceae (23 spp.), Bromeliaceae (22 spp.) e Polypodiaceae (15 spp.), que juntas somam 78% das espécies de epífitas vasculares (Tabela 2). Os gêneros mais ricos foram *Epidendrum* (12 spp.), *Philodendron* (12 spp.), *Peperomia* (10 spp.), *Ficus* (10 spp.), *Acianthera* (7 spp.), *Aechmea* (6 spp.) e *Tillandsia* (6 spp.). Outras espécies comumente encontradas como epífitas só foram registradas como terrestres e não estão computadas em nossa lista, mas mostra o potencial de novos registros epifíticos na Reserva, como *Aechmea patentissima* (Mart. ex Schult. & Schult.f.) Baker, *Galeottia ciliata* (Morel) Dressler & Christenson, *Quesnelia quesneliana* (Brongn.) L.B.Sm., *Vriesea longiscapa* Ule e *Drymonia serrulata* (Jacq.) Mart.

As quatro famílias mais ricas na RNV (Orchidaceae, Bromeliaceae, Araceae e Polypodiaceae, Tabela 2) são as que apresentam maior riqueza na Floresta Atlântica (Freitas *et al.*, 2016). O padrão de riqueza encontrado para estas famílias é muito consistente em várias áreas neotropicais com flora vascular epifítica bem amostrada, embora as porcentagens possam variar dependendo das condições ambientais de cada local e do esforço amostral diferenciado em algumas famílias.

Alguns gêneros foram muito diversificados na RNV. Por exemplo, a riqueza de espécies epífitas dos gêneros *Philodendron*, *Epidendrum* e *Ficus* na RNV está entre as maiores já registradas, considerando os estudos na Floresta Atlântica citados na Tabela 3. Para *Philodendron*, uma possível explicação é o esforço intensivo de coletas de Araceae na RNV a partir de 2004, levando à descrição de várias espécies novas, entre as quais *Philodendron follii* Nadruz e *Philodendron ruthianum* Nadruz. Todavia, apenas três espécies de Orchidaceae do gênero *Stelis* e uma de *Octomeria*, foram registradas para a RNV. Estes gêneros são ricos em espécies no sul da Bahia (Leitman *et al.*, 2014) e na floresta atlântica em geral (Freitas *et al.*, 2016) indicando que pode haver uma deficiência na coleta dos mesmos na RNV.

Das espécies registradas: 139 ocorreram na floresta de tabuleiro (75,5%), 110 na floresta de muçununga (59,8%), 23 no nativo (12,5%) e 14 na várzea (7,6%) (Tabela 2). Mas dado que a floresta de muçununga cobre menos que dois

Tabela 1: Lista de espécies epífitas da RNV nas fisionomias de floresta de tabuleiro (FT), floresta de muçununga (FM), nativo (N), várzeas (V) e suas formas biológicas (HOV, holoepífita verdadeira; HOF, holoepífita facultativa; HEP, hemiepífita primária; HES, hemiepífita secundária).

Família	Espécie	Fisionomia	Forma	
Araceae	<i>Anthurium ianthinopodum</i> (Schott ex Engl.) Nadruz & Mayo	FT, FM	HOV	
	<i>Anthurium pentaphyllum</i> (Aubl.) G.Don var. <i>pentaphyllum</i>	FT, FM	HES	
	<i>Anthurium raimundii</i> Mayo, Haigh & Nadruz	FM	HOV	
	<i>Anthurium scandens</i> (Aubl.) Engl. subsp. <i>scandens</i>	FT, FM	HOV	
	<i>Anthurium solitarium</i> Schott	FT	HOV	
	<i>Heteropsis rigidifolia</i> Engl.	FT	HES	
	<i>Heteropsis salicifolia</i> Kunth	FT	HES	
	<i>Monstera adansonii</i> var. <i>klotzschiana</i> (Schott) Madison	FT, FM	HES	
	<i>Monstera praetermissa</i> E.G.Gonçalves & Temponi	FT	HES	
	<i>Philodendron blanchetianum</i> Schott	FM	HES	
	<i>Philodendron follii</i> Nadruz	FT, FM	HES	
	<i>Philodendron fragrantissimum</i> (Hook.) G.Don	FT, FM	HES	
	<i>Philodendron hederaceum</i> (Jacq.) Schott var. <i>hederaceum</i>	FT, FM	HES	
	<i>Philodendron oblongum</i> (Vell.) Kunth	FT, V	HES	
	<i>Philodendron ornatum</i> Schott	FT, V	HES	
	<i>Philodendron pedatum</i> (Hook.) Kunth	FT, FM	HES	
	<i>Philodendron rudgeanum</i> Schott	FT, V	HES	
	<i>Philodendron ruthianum</i> Nadruz	FM, V	HES	
	<i>Philodendron speciosum</i> Schott ex Endl.	FT	HES	
	<i>Philodendron stenolobum</i> E.G.Gonçalves	FT, FM	HES	
	<i>Philodendron vargealtense</i> Sakur.	FM	HES	
	<i>Rhodospatha latifolia</i> Poepp.	FT, V	HES	
	<i>Syngonium vellozianum</i> Schott	FT, FM	HES	
	Aspleniaceae	<i>Asplenium serratum</i> L.	FT, FM	HOV
	Bromeliaceae	<i>Acanthostachys strobilacea</i> (Schult. & Schult.f.) Klotzsch	FM	HOV
<i>Aechmea floribunda</i> Mart. ex Schult. & Schult.f.		FT	HOV	
<i>Aechmea lamarchei</i> Mez		FT, FM	HOV	
<i>Aechmea maasii</i> Gouda & W.Till		FT	HOV	
<i>Aechmea nudicaulis</i> (L.) Griseb.		FM, N	HOV	
<i>Aechmea saxicola</i> L.B.Sm.		FT, FM	HOV	
<i>Aechmea warasii</i> E.Pereira		FT	HOV	
<i>Billbergia euphemiae</i> E.Morren		FT, FM	HOV	
<i>Billbergia iridifolia</i> (Nees & Mart.) Lindl.		FT, FM	HOV	
<i>Catopsis sessiliflora</i> (Ruiz & Pav.) Mez		N	HOV	
<i>Hohenbergia augusta</i> (Vell.) E.Morren		FT, FM	HOV	
<i>Tillandsia bulbosa</i> Hook.f.		FM	HOV	
<i>Tillandsia gardneri</i> Lindl.		FM, N	HOV	
<i>Tillandsia globosa</i> Wawra		FT, FM	HOV	
<i>Tillandsia stricta</i> Sol.		FM, N	HOV	
<i>Tillandsia tenuifolia</i> L.		FT, FM	HOV	
<i>Tillandsia usneoides</i> (L.) L.		FT, FM	HOV	
<i>Vriesea ensiformis</i> (Vell.) Beer		V	HOV	
<i>Vriesea gigantea</i> Gaudich.		FT	HOV	
<i>Vriesea neoglutinoso</i> Mez		N	HOV	
<i>Vriesea pauperrima</i> E.Pereira		FT, FM	HOV	
<i>Vriesea procera</i> (Mart. ex Schult. & Schult.f.) Wittm.		N	HOV	
Cactaceae		<i>Epiphyllum phyllanthus</i> (L.) Haw. subsp. <i>phyllanthus</i>	FT, FM, N	HOV
		<i>Hylocereus setaceus</i> (Salm-Dyck) R.Bauer	FT, FM, N	HES
		<i>Rhipsalis elliptica</i> G.Lindb. ex K.Schum.	FM	HOV

Família	Espécie	Fisionomia	Forma
	<i>Rhipsalis floccosa</i> Salm-Dyck ex Pfeiff.	FM	HOV
	<i>Rhipsalis lindbergiana</i> K.Schum.	FT	HOV
	<i>Rhipsalis paradoxa</i> (Salm-Dyck ex Pfeiff.) Salm-Dyck	FT	HOV
Clusiaceae	<i>Clusia spiritu-sanctensis</i> G.Mariz & B.Weinberg	FT, FM	HEP
Cyclanthaceae	<i>Asplundia polymera</i> (Hand.-Mazz.) Harling	FT	HES
	<i>Evodianthus funifer</i> (Poit.) Lindm.	FT	HOV
Dryopteridaceae	<i>Polybotrya cylindrica</i> Kaulf.	FM	HES
	<i>Polybotrya osmundacea</i> Willd.	FT, V	HES
Gesneriaceae	<i>Codonanthesis uleana</i> (Fritsch) Chautems & Mat. Perret	FT, FM	HOV
Hymenophyllaceae	<i>Didymoglossum hymenoides</i> (Hedw.) Copel.	FM	HOV
Lomariopsidaceae	<i>Lomariopsis marginata</i> (Schrad.) Kuhn	FT	HES
	<i>Nephrolepis biserrata</i> (Sw.) Schott	FT, V	HOF
	<i>Nephrolepis rivularis</i> (Vahl) Mett. ex Krug	FM, V	HOV
Moraceae	<i>Ficus arpazusa</i> Casar.	FT, FM	HEP
	<i>Ficus castellviana</i> Dugand	FT, FM, N	HEP
	<i>Ficus citrifolia</i> Mill.	FT	HEP
	<i>Ficus clusiifolia</i> Schott	FT, FM	HEP
	<i>Ficus cyclophylla</i> (Miq.) Miq.	FT, FM	HEP
	<i>Ficus holosericea</i> Schott	FT	HEP
	<i>Ficus nymphaeifolia</i> Mill.	FT, FM	HEP
	<i>Ficus obtusifolia</i> Kunth	FT	HEP
	<i>Ficus trigona</i> L.f.	FT	HEP
	<i>Ficus trigonata</i> L.	FM	HEP
Orchidaceae	<i>Acianthera auriculata</i> (Lindl.) Pridgeon & M.W.Chase	FT	HOV
	<i>Acianthera glumacea</i> (Lindl.) Pridgeon & M.W.Chase	FT, FM	HOV
	<i>Acianthera nemorosa</i> (Barb.Rodr.) F.Barros	FT, FM	HOV
	<i>Acianthera ophiantha</i> (Cogn.) Pridgeon & M.W.Chase	FT	HOV
	<i>Acianthera pectinata</i> (Lindl.) Pridgeon & M.W.Chase	FM	HOV
	<i>Acianthera recurva</i> (Lindl.) Pridgeon & M.W.Chase	FM	HOV
	<i>Acianthera strupifolia</i> (Lindl.) Pridgeon & M.W.Chase	FT, FM	HOV
	<i>Alatiglossum ciliatum</i> (Lindl.) Baptista	FM	HOV
	<i>Brasilelia grandis</i> (Lindl. & Paxton) Gutfreund	FT, FM	HOV
	<i>Brasiliorchis chrysantha</i> (Barb.Rodr.) R.B.Singer et al.	FM	HOV
	<i>Brasiliorchis marginata</i> (Lindl.) R.B.Singer et al.	FT	HOV
	<i>Brassavola tuberculata</i> Hook.	FT, FM	HOV
	<i>Brassia arachnoidea</i> Barb.Rodr.	FM	HOV
	<i>Campylocentrum aciculatum</i> (Rchb.f. & Warm.) Cogn.	N	HOV
	<i>Campylocentrum micranthum</i> (Lindl.) Rolfe	FM	HOV
	<i>Campylocentrum sellowii</i> (Rchb.f.) Rolfe	FT, FM	HOV
	<i>Catasetum discolor</i> (Lindl.) Lindl.	FT, N	HOF
	<i>Catasetum luridum</i> Lindl.	FT	HOV
	<i>Catasetum mattosianum</i> Bicalho	FM	HOV
	<i>Cattleya guttata</i> Lindl.	FT, FM	HOV
	<i>Christensonella ferdinandiana</i> (Barb.Rodr.) Szlach. et al.	FT	HOV
	<i>Christensonella pumila</i> (Hook.) Szlach. et al.	FT, FM	HOV
	<i>Christensonella subulata</i> (Lindl.) Szlach. et al.	FT, FM	HOV
	<i>Coryanthes speciosa</i> Hook.	FT	HOV
	<i>Cyrtopodium gigas</i> (Vell.) Hoehne	FT	HOV
	<i>Dichaea pendula</i> (Aubl.) Cogn.	FT, FM	HOV
	<i>Dichaea trulla</i> Rchb.f.	FT	HOV
	<i>Dimerandra emarginata</i> (G.Mey.) Hoehne	FT	HOV
	<i>Dryadella aviceps</i> (Rchb.f.) Luer	FT, FM	HOV
	<i>Encyclia oncidioides</i> (Lindl.) Schltr.	FM	HOV

Família	Espécie	Fisionomia	Forma
	<i>Encyclia patens</i> Hook.	FM	HOV
	<i>Epidendrum anceps</i> Jacq.	FT, FM	HOV
	<i>Epidendrum campaccii</i> Hágsater & L.Sánchez	FM	HOV
	<i>Epidendrum carpophorum</i> Barb.Rodr.	FM	HOV
	<i>Epidendrum compressum</i> Griseb.	FM	HOV
	<i>Epidendrum coronatum</i> Ruiz & Pav.	FT	HOV
	<i>Epidendrum cristatum</i> Ruiz & Pav.	FM	HOV
	<i>Epidendrum densiflorum</i> Hook.	FM	HOV
	<i>Epidendrum flexuosum</i> G.Mey.	FT, N	HOV
	<i>Epidendrum latilabre</i> Lindl.	FM	HOV
	<i>Epidendrum nocturnum</i> Jacq.	FT	HOV
	<i>Epidendrum rigidum</i> Jacq.	FT, FM	HOV
	<i>Epidendrum strobiliferum</i> Rchb.f.	FM	HOV
	<i>Gongora quinquenervis</i> Ruiz & Pav.	FM	HOV
	<i>Heterotaxis brasiliensis</i> (Brieger & Illg) F.Barros	FT	HOV
	<i>Lophiaris pumila</i> (Lindl.) Braem	FT	HOV
	<i>Macradenia rubescens</i> Barb.Rodr.	FT	HOV
	<i>Maxillaria robusta</i> Barb.Rodr.	FM	HOV
	<i>Miltonia moreliana</i> A.Rich.	FT	HOV
	<i>Mormolyca rufescens</i> (Lindl.) M.A.Blanco	FT, FM	HOV
	<i>Myoxanthus exasperatus</i> (Lindl.) Luer	FT	HOV
	<i>Nemaconia striata</i> (Lindl.) van den Berg <i>et al.</i>	FM	HOV
	<i>Notylia microchila</i> Cogn.	FT	HOV
	<i>Notylia pubescens</i> Lindl.	FT, FM	HOV
	<i>Octomeria sagittata</i> (Rchb.f.) Garay	FM	HOV
	<i>Oncidium baueri</i> Lindl.	FM	HOV
	<i>Pabstiella fusca</i> (Lindl.) Chiron & Xim.Bols.	FT, FM	HOV
	<i>Pabstiella parvifolia</i> (Lindl.) Luer	FT	HOV
	<i>Polystachya concreta</i> (Jacq.) Garay & Sweet	FT, FM	HOV
	<i>Polystachya foliosa</i> (Lindl.) Rchb.f.	FT	HOV
	<i>Polystachya hoehneana</i> Kraenzl.	FT	HOV
	<i>Prosthechea fragrans</i> (Sw.) W.E.Higgins	FM	HOV
	<i>Prosthechea pygmaea</i> (Hook.) W.E.Higgins	FT	HOV
	<i>Rodriguezia obtusifolia</i> (Lindl.) Rchb.f.	FT, V	HOV
	<i>Rodriguezia venusta</i> Rchb.f.	FM	HOV
	<i>Scaphyglottis emarginata</i> (Garay) Dressler	FM	HOV
	<i>Scaphyglottis livida</i> (Lindl.) Schltr.	FT, FM	HOV
	<i>Sobralia sessilis</i> Lindl.	FM	HOV
	<i>Sophronitis cernua</i> Lindl.	FT	HOV
	<i>Specklinia grobyi</i> (Batem. ex Lindl.) F.Barros	FT, FM	HOV
	<i>Stelis amoena</i> Pridgeon & M.W.Chase	FT, FM	HOV
	<i>Stelis intermedia</i> Poepp. & Endl.	FT, FM	HOV
	<i>Stelis susanensis</i> (Hoehne) Pridgeon & M.W.Chase	FT	HOV
	<i>Trichocentrum fuscum</i> Lindl.	FT	HOV
	<i>Trigonidium acuminatum</i> Batem. ex Lindl.	FT	HOV
	<i>Trigonidium latifolium</i> Lindl.	FT, FM	HOV
	<i>Trizeuxis falcata</i> Lindl.	FT	HOV
	<i>Vanilla bahiana</i> Hoehne	FT, FM, N	HES
	<i>Vanilla chamissonis</i> Klotzsch	FT	HES
	<i>Vanilla</i> sp. nov.	FT	HES
	<i>Warczewiczella wailesiana</i> (Lindl.) Rchb.f. ex E.Morren	FT	HOV
	<i>Zygostates lunata</i> Lindl.	FT	HOV

Família	Espécie	Fisionomia	Forma	
Piperaceae	<i>Peperomia corcovadensis</i> Gardner	FT	HOV	
	<i>Peperomia elongata</i> Kunth	FT, N	HOV	
	<i>Peperomia macrostachya</i> (Vahl) A.Dietr.	FM	HOV	
	<i>Peperomia magnoliifolia</i> (Jacq.) A.Dietr.	FT	HOV	
	<i>Peperomia obtusifolia</i> (L.) A.Dietr.	FM	HOV	
	<i>Peperomia pellucida</i> (L.) Kunth	FT	HOV	
	<i>Peperomia psilostachya</i> C.DC.	FT	HOV	
	<i>Peperomia psilostachya</i> var. <i>angustifolia</i> C.DC.	FT, FM	HOV	
	<i>Peperomia regelii</i> C.DC.	FT	HOV	
	<i>Peperomia trinervis</i> Ruiz & Pav.	FT	HOV	
	Polypodiaceae	<i>Campyloneurum acrocarpon</i> Fée	FT, FM	HOF
		<i>Campyloneurum nitidum</i> (Kaulf.) C. Presl	FM	HOF
		<i>Microgramma geminata</i> (Schrad.) R.M.Tryon & A.F.Tryon	FT, FM, N	HOF
<i>Microgramma microsorooides</i> Salino et al.		FT, V	HOV	
<i>Microgramma persicariifolia</i> (Schrad.) C. Presl		FT	HOV	
<i>Microgramma vacciniifolia</i> (Langsd. & Fisch.) Copel.		FT, FM, N	HOF	
<i>Pecluma dispersa</i> (A.M.Evans) M.G.Price		FT	HOV	
<i>Pecluma plumula</i> (Willd.) M.G.Price		FT, FM, N	HOV	
<i>Phlebodium pseudoaureum</i> (Cav.) Lellinger		FT	HOV	
<i>Pleopeltis hirsutissima</i> (Raddi) de la Sota		FT, FM	HOV	
<i>Pleopeltis minima</i> (Bory) J.Prado & R.Y.Hirai		FT, V	HOV	
<i>Pleopeltis monoides</i> (Weath.) Salino		FT	HOV	
<i>Pleopeltis pleopeltifolia</i> (Raddi) Alston		FT, FM	HOV	
<i>Serpocaulon latipes</i> (Langsd. & Fisch.) A.R.Sm.	FT, FM, N	HOF		
<i>Serpocaulon triseriale</i> (Sw.) A.R.Sm.	FT, FM, N	HOF		
Pteridaceae	<i>Vittaria lineata</i> (L.) Sm.	FM, V	HOV	
Rubiaceae	<i>Hillia illustris</i> (Vell.) K.Schum.	FT	HEP	
Selaginellaceae	<i>Selaginella muscosa</i> Spring	FT, N	HOF	
Solanaceae	<i>Markea atlantica</i> Stehmann & Giacomini	FT, FM	HES	
Urticaceae	<i>Coussapoa microcarpa</i> (Schott) Rizzini	FT, FM, V	HEP	

mil ha na RNV, o número de epífitas encontradas nesta fisionomia é muito elevado. Considerando apenas as três fisionomias mais diversas, 32% das espécies epifíticas vasculares foram registradas exclusivamente na floresta de tabuleiro, 21% exclusivamente na floresta de muçununga e 2,2% exclusivamente no nativo. O compartilhamento de espécies entre a floresta de tabuleiro e a floresta de muçununga foi de 34%. Entre a floresta de tabuleiro, a floresta de muçununga e nativo foi de 4,9%. Esta alta porcentagem de espécies exclusivas mostra que o conjunto das diversas fisionomias da RNV tem um peso importante na contribuição da riqueza local de espécies epifíticas.

O nativo na RNV é uma vegetação variando de herbácea a arbustiva, de fácil atividade de coleta e coletas adicionais não devem acrescentar muitas espécies à flora epifítica, embora existam alguns nativos ocorrendo como enclaves no interior

da floresta que nunca foram coletados. As áreas de Várzea provavelmente foram subamostradas para Orchidaceae (apenas 1 registro, Tabela 2) e aquelas com alagamento permanente são áreas de difícil acesso. Campanhas de coleta nestas áreas podem contribuir, no mínimo, para aumentar a riqueza deste ambiente. Nota-se ainda, na Tabela 2, uma maior riqueza relativa da família Bromeliaceae nas áreas de muçununga e nativo que na floresta de tabuleiro, fato comum para esta família que aparece com maior riqueza em áreas de restingas ao longo da Mata Atlântica (Kersten, 2010). As florestas de muçununga ocorrem geralmente como enclaves no interior da floresta de tabuleiro (ver mapa na página de abertura deste volume), acessadas geralmente por longas caminhadas. Campanhas de coletas direcionadas para estas áreas também podem contribuir para aumentar a riqueza desta fisionomia e até mesmo

Tabela 2: Número de espécies de epífitas vasculares por família nas fisionomias vegetais da Reserva Natural Vale, Linhares/ES.

Família \ Fisionomia	Tabuleiro	Muçununga	Nativo	Várzea	Total
Orchidaceae	56	48	5	1	82
Araceae	20	14	1	5	23
Bromeliaceae	13	17	7	1	22
Polypodiaceae	15	9	5	2	15
Moraceae	9	6	1		10
Piperaceae	9	3	1		10
Cactaceae	4	4	2		6
Lomariopsidaceae	2	1		2	3
Dryopteridaceae	1	1		1	2
Cyclanthaceae	2				2
Aspleniaceae	1	1			1
Clusiaceae	1	1			1
Gesneriaceae	1	1			1
Hymenophyllaceae		1			1
Pteridaceae	1	1		1	1
Rubiaceae	1				1
Selaginellaceae	1		1		1
Solanaceae	1	1			1
Urticaceae	1	1		1	1
Total	139	110	23	14	184

da flora epifítica da RNV.

Das espécies registradas, 72,8% são holoepífitas verdadeiras, 15,2% são hemiepífitas secundárias, 7,1% são hemiepífitas primárias e 4,9% são holoepífitas facultativas. Geralmente são encontradas de 70 a 90% de holoepífitas verdadeiras nos estudos das comunidades epifíticas (Breier, 2005; Kersten & Silva, 2005; Petean, 2009; Blum *et al.*, 2011; Kersten & Waechter, 2011; Leitman *et al.*, 2014). As espécies de Orchidaceae são predominantemente holoepífitas verdadeiras (78 das 82 espécies). As espécies de Araceae são predominantemente hemiepífitas secundárias (19 das 23 espécies). Existem propostas para que as hemiepífitas secundárias, sejam consideradas como um tipo de cipó, dada a sua semelhança fisiológica com este grupo de planta (Holbrook & Putz, 1996; Moffett, 2000; Zotz, 2013). Se isso se confirmar, a família Araceae perderá seu status entre as famílias mais importantes na flora epifítica.

As espécies de Bromeliaceae e Piperaceae são todas holoepífitas verdadeiras. As espécies de Polypodiaceae são em sua maioria holoepífitas

verdadeiras (9 das 15 espécies). Entre as hemiepífitas primárias, destacam-se as espécies de Moraceae, todas do gênero *Ficus*.

Espécies Ameaçadas

Entre os epífitos vasculares, seis espécies são citados como ameaçados na lista vermelha do Brasil (Martineli & Moraes, 2013): *Ficus cyclophylla* (Moraceae), *Cattleya guttata*, *Brassia arachnoidea*, *Catasetum mattosianum*, *Notylia microchila* (Orchidaceae) e *Pleopeltis monoides* (Polypodiaceae). As quatro últimas apresentam locais de ocorrência conhecidos apenas para a Mata Atlântica da Bahia e do Espírito Santo, atualmente sob forte pressão antrópica pela redução do habitat. As duas primeiras apresentam poucos registros conhecidos e também ocorrem em ambientes com pressão antrópica.

Stelis susanensis é citada por Giulietti *et al.* (2009) como planta rara, conhecida apenas do material tipo coletado em 1938 por Hoehne no estado de São Paulo. Entretanto, o material testemunho da RNV confirma a sua ocorrência no

Espírito Santo (Barros *et al.*, 2015). *Microgramma microsoroides* Salino *et al.* (Sylvestre *et al.*, 2016, neste volume), recém-descrita e com poucas coletas, pode ser considerada rara ou endêmica do norte do Espírito Santo. As espécies *Philodendron follii* Nadruz e *Philodendron ruthianum* Nadruz podem ser consideradas endêmicas, com poucos registros em nível local e estadual, respectivamente (Coelho, 2010).

Espécies da lista vermelha do Espírito Santo (Simonelli & Fraga, 2007) e não consideradas na lista nacional, apresentam distribuição em outros estados ou estão protegidas em algumas unidades de conservação, sendo consideradas menos preocupantes em nível nacional (Martinelli & Moraes, 2013). Esta categoria inclui espécies como *Anthurium ianthinopodum*, *Philodendron vargealtense*, *Acianthera pectinata*, *Aechmea maasii*, *Vriesea neoglutinosa*, *Acianthera auriculata*, *Acianthera glumacea*, *Acianthera pectinata*, *Peperomia psilostachya* var. *angustifolia*, *Macradenia rubescens*, *Rodriguezia obtusifolia*, *Warczewiczella wailesiana* e *Peperomia regelii*.

Riqueza de Espécies na RNV

Com 184 espécies, a flora epifítica da RNV está entre as mais ricas já registradas na Floresta Atlântica, mesmo considerando o clima estacional da região norte do Espírito Santo. Provavelmente, a

alta umidade atmosférica de 86% ao longo do ano na RNV (Rolim *et al.*, 2016a), ajuda a compensar esta estacionalidade climática, permitindo uma diversidade elevada de epífitas. Considerando as quase 2100 espécies vasculares da RNV (Rolim *et al.*, 2016b; Sylvestre *et al.*, 2016), o índice epifítico é de 9%. Kersten (2010) considera que uma média de 15 a 20% de espécies epífitas vasculares pode ser esperada para áreas amplas e bem amostradas na Mata Atlântica. Por este índice, pode ser dito que a flora epifítica da RNV está subamostrada.

A riqueza registrada na RNV é bem inferior à encontrada em algumas localidades na Mata Atlântica que chegam a mais de 300 espécies (Fontoura *et al.*, 1997; Kersten & Kunyioshi, 2006) e muito inferior às florestas no oeste da Amazônia, principalmente no Equador, onde a riqueza chega a 450-600 espécies (Bussmann, 2001; Kuper *et al.*, 2004). Comparar a riqueza da flora vascular de diferentes localidades não é simples, já que as áreas diferem em tamanho, na diversidade de ambientes e no esforço de coleta empregado. Geralmente, áreas com clima mais quente, elevada pluviosidade, variação altitudinal e diversidade de ambientes proporcionam ambientes mais propícios para a elevada riqueza de espécies epífitas (Kersten & Silva, 2005).

Algumas das localidades mais ricas em espécies epifíticas na Mata Atlântica são listadas

Tabela 3. Riqueza de espécies (S) e porcentagem nos principais grupos taxonômicos de epífitas em algumas áreas com pelo menos 140 espécies epífitas na Mata Atlântica.

Local	S	Orchidaceae	Bromeliaceae	Araceae	Samambaias e Licófitas	Fonte
Bacia do Alto Iguazu, PR	348	42,2	11,2	2,6	27,0	1
Res. Ecol. de Macaé de Cima, RJ	307	59,9	14,7	1,6	10,4	2
Serra da Prata, PR	278	37,0	13,7	5,0	26,6	3
Prq. Est. Carlos Botelho, SP	256	28,9	16,8	7,4	26,6	4
Prq. Nac. Serra das Lontras, BA	256	41,4	25,0	12,1	----	5
Ilha do Mel, PR	188	39,4	16,0	3,7	26,1	6
Reserva Natural Vale, ES	184	44,8	12,0	12,6	13,1	7
Prq. Est. da Ilha do Cardoso, SP	178	40,4	18,5	6,2	18,0	8
RPPN Morro da Mina, PR	159	38,4	15,1	6,9	21,4	9
APA Rio Piraquara, PR	140	32,1	14,3	2,1	37,1	10

Legenda: (1) Kersten & Kunyioshi (2006); (2) Fontoura *et al.* (1997); (3) Blum *et al.* (2011); (4) Lima *et al.* (2012); (5) Leitman *et al.* (2014); (6) Kersten & Silva (2005); (7) Este Estudo; (8) Breier (2005); (9) Petean (2009); (10) Kersten & Waechter (2011).

na Tabela 3 e existem várias diferenças entre elas que dificultam as comparações. Por exemplo, um estudo na bacia do Alto Iguaçu, no Paraná, registrou 348 espécies, mas foi realizada numa área extensa (escala de cerca de 100 km), com alta heterogeneidade de ambientes e de climas (Kersten & Kuniyoshi, 2006). Na Reserva Ecológica de Macaé de Cima, com menos de 10 mil ha, em ambientes com variação altitudinal, foram registradas 307 espécies (Fontoura *et al.*, 1997).

A Serra da Prata, com 278 espécies (Blum *et al.*, 2011) e o Parque Estadual Carlos Botelho, com 256 espécies (Lima *et al.*, 2012), também apresentam forte variação altitudinal e áreas da ordem de 30 mil ha. Porém, em Carlos Botelho a amostragem foi baseada em vários estudos, incluindo registros de herbários; na Serra da Prata, a amostragem se deu em apenas 6,3 ha de um trecho de floresta de encosta entre 400 e 1.100 m de altitude. No Parque Nacional da Serra das Lontras, na Bahia, foram registradas 256 espécies, numa área de 11 mil ha, em altitudes de 400 a 1.000 m (Leitman *et al.*, 2014). Entretanto, nesta

riqueza não foram consideradas as samambaias e licófitas e nem as epífitas acidentais, incluídas nos outros estudos.

Já na RNV, o relevo é plano, variando entre 30 e 60 m de altitude, ou seja, não existem gradientes altitudinais. Como nas áreas serranas citadas anteriormente, o clima é estacional, diferentemente de grande parte das áreas costeiras atlânticas, mas com alta umidade relativa média anual (86%). Por outro lado, apresenta uma diversidade fisionômica que contribui na riqueza de espécies. Por fim, concluímos que embora a riqueza de epífitas vasculares da RNV possa ser considerada alta, ainda está subamostrada, provavelmente porque não houve estudos direcionados para este grupo. Considerando ainda a alta riqueza e endemismo de espécies e que existem muitas espécies ameaçadas ao nível estadual ou nacional, inventários direcionados à comunidade epífita, podem ser considerados uma das prioridades botânicas para o norte do Espírito Santo. As imagens a seguir ilustram algumas espécies de epífitas ocorrentes na RNV (Figura 1 a Figura 4).



Figura 1: *Anthurium ianthinopodum*. Foto: M. Nadruz



Figura 2: *Anthurium pentaphyllum*. Foto: M. Nadruz



Figura 3: *Pleopeltis pleopeltidis*. Foto: L. Sylvestre



Figura 4: *Monstera praetermissa*. Foto: M. Nadruz

AGRADECIMENTOS

Agradecemos a Jorge Waechter e Rodrigo Kersten pelos comentários e sugestões que enriqueceram o texto.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Aguiar, L.W.; Citadini-Zanette, V.; Martau, L.; Backes, A. 1981. Composição florística de epífitos vasculares numa área localizada nos municípios de Montenegro e Triunfo, Rio Grande do Sul, Brasil. *Iheringia (Série Botânica)* 28:55-93.
- APG III. 2009. An update of the Angiosperm Phylogeny Group classification for the orders and families of flowering plants. *Botanical Journal of the Linnaean Society* 161:105-202.
- Araujo, D.S.D.; Pereira, O.J. & Peixoto, A.L. 2008. Campos nativos at the Linhares forest reserve, Espírito Santo, Brazil. *Memoirs of the New York*

- Botanical Garden* 100: 371–385.
- Barros, F. de; Vinhos, F.; Rodrigues, V.T.; Barberena, F.F.V.A.; Fraga, C.N.; Pessoa, E.M.; Forster, W.; Menini Neto, L.; Furtado, S.G.; Nardy, C.; Azevedo, C.O.; Guimarães, L.R.S. 2015. Orchidaceae in Lista de Espécies da Flora do Brasil. Jardim Botânico do Rio de Janeiro. Available in: <<http://floradobrasil.jbrj.gov.br/jabot/floradobrasil/FB37191>>. Access on: 21 Maio 2015.
- Benzing, D.H. 1990. Vascular epiphytes. General biology and related biota. Cambridge, 376p. University Press, Cambridge.
- Blum, C.T.; Roderjan, C.V.; Galvão, F. 2011. Composição florística e distribuição altitudinal de epífitas vasculares da Floresta Ombrófila Densa na Serra da Prata, Morretes, Paraná, Brasil. *Biota Neotropica* 11(4): 141-159.
- Breier, T.B., 2005. O epifitismo vascular em florestas do sudeste do Brasil. Tese de doutorado, Universidade Estadual de Campinas, São Paulo.
- Bussmann, R.W. 2001. Epiphyte diversity in a tropical Andean Forest—Reserva Biológica San Francisco, Zamora-Chinchipe, Ecuador. *Ecotropica* 7:43-59.
- Carvalho, G.H. *et al.* 2010. Plantminer: a web tool for checking and gathering plant species taxonomic information. *Environmental Modelling & Software* 25: 815-816.
- Catchpole, D.J. & Kirkpatrick, J.B. 2011. The outstandingly speciose epiphytic flora of a single strangler fig (*Ficus crassiuscula*) in a Peruvian montane cloud forest. In: Bruijnzeel, L.A.; Scatena, F.N.; L.S. Hamilton (eds.). *Tropical Montane Cloud Forests*, pp. 142-146. Cambridge University Press.
- Coelho, M.A.N. 2010. A família Araceae na Reserva Natural Vale, Linhares, Espírito Santo, Brazil. *Boletim do Museu de Biologia Mello Leitão* 28: 41-87.
- Coelho, M.A.N. 2016. A Família Araceae na Reserva Natural Vale. In: Rolim, S.G.; Menezes, L.F.T. & Srбек-Araujo, A.C. (Eds.). *Floresta Atlântica de Tabuleiro: Diversidade e Endemismos na Reserva Natural Vale*, 496p.
- Couto, D.R. 2013. Epífitos vasculares sobre *Pseudobombax* aff. *campestre* (Malvaceae) em complexos rupestres de granito no sul do Espírito Santo. Dissertação (Mestrado em Ciências Florestais) - Universidade Federal do Espírito Santo.
- Couto, D.R.; Manhães, V.C.; Favoreto, F.C.; Faria, A.P.G. 2013. Checklist of the Bromeliaceae from Pedra dos Pontões, Mimoso do Sul, Espírito Santo, Brazil, with four first records for the state. *Biota Neotropica* 13(4): 113-120.
- Ferreira, V.B.; Nascimento, M.T.; Menezes, L.F.T. 2014.

- Floristic and phytogeographic pattern of native field in southeastern Brazil. *Acta Botanica Brasilica* 28(3): 465–475.
- Fontoura, T.; Sylvestre, L.S.; Vaz, A.M.S.F.; Vieira, C.M. 1997. Epífitas vasculares, hemiepífitas e hemiparasitas da Reserva Ecológica de Macaé de Cima. In Serra de Macaé de Cima: diversidade florística e conservação em Mata Atlântica (H.C. Lima & R.R. Guedes-Bruni, eds.). Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, p.89–101.
- Fraga, C. N. & Peixoto, A. L. 2004. Florística e ecologia das Orchidaceae das restingas do estado do Espírito Santo. *Rodriguésia* 55(84): 5–20.
- Freitas, J. & Assis, A.M. 2013. Estrutura do componente epífito vascular em trecho de floresta atlântica na região serrana do Espírito Santo. *Revista Árvore* 37(5): 815–823.
- Freitas, L.; Salino, A.; Menini Neto, L.; Almeida, T.E.; Mortara, S.R.; Stehmann, J.R.; Amorim, A.M.; Guimarães, E.F.; Coelho, M.N.; Zanin, A.; Forzza, R.C. 2016. A comprehensive checklist of vascular epiphytes of the Atlantic Forest reveals outstanding endemic rates. *PhytoKeys* 58: 65–79.
- Gentry, A.H. & Dodson, C.H. 1987a. Diversity and biogeography of neotropical vascular epiphytes. *Annals of the Missouri Botanical Garden* 74: 205–233.
- Gentry, A.H. & Dodson, C.H. 1987b. Contribution of non trees to species richness of a tropical rain forest. *Biotropica* 19: 149–156.
- Giulietti, A.M.; Rapini, A.; Andrade, M.J.G.; Queiroz, L.P. & Silva, J.M.C. (Org.). 2009. Plantas raras do Brasil. Conservação Internacional, Belo Horizonte.
- Ibisch, P.; Boegner, A.; Nieder, J.; Barthlott, W. 1996: How diverse are neotropical epiphytes? An analysis based on the “Catalogue of flowering plants and gymnosperms of Peru”. *Ecotropica* 2(1): 13–28.
- Jesus, R.M. & Rolim, S.G. 2005. Fitossociologia da Floresta Atlântica de Tabuleiro. *Boletim Técnico SIF* 19: 1–149.
- Jørgensen, P.M. & León-Yáñez, S. (eds.). 1999. Catalogue of the vascular plants of Ecuador. *Monographs in Systematic Botany Missouri Botanical Garden* 75: 1–1182.
- Kersten, R.A. & Kuniyoshi, Y.S. 2006. Epífitos vasculares na bacia do alto Iguaçu, Paranã–Composição florística. *Estudos de Biologia* 28:55–71.
- Kersten, R.A. & Silva, S.M. 2005. Florística e estrutura de comunidades de epífitas vasculares da planície litorânea. In *História natural e conservação da Ilha do Mel* (Marques, M.C.M. & Britez, R.M., eds). Editora UFPR, Curitiba, p.125–143.
- Kersten, R.A. & Waechter, J.L. 2011. Florística e Estrutura das epífitas vasculares na transição entre as Florestas Ombrófilas Densa e Mista da vertente oeste da Serra do Mar paranaense. Pp. 479–503. In: Felfli, J.M. Eisenlohr, P.V. Melo, Andrade, M.M.R.F., L.A. & Meira Neto, J.A.A. (Eds.). *Fitossociologia no Brasil: métodos e estudos de caso*. Viçosa, Editora UFV.
- Kersten, R.A. 2010. Epífitas vasculares–Histórico, participação taxonômica e aspectos relevantes, com ênfase na Mata Atlântica. *Hoehnea* 37(1): 9–38.
- Kreft, H.; Koster, N.; Kuper, W.; Nieder, J.; Barthlott, W. 2004. Diversity and biogeography of vascular epiphytes in Western Amazonia, Yasuni, Ecuador. *Journal of Biogeography* 31: 1463–1476.
- Kress, J. W. 1986. The systematic distribution of vascular epiphytes: an update. *Selbyana* 9: 2–22
- Krömer, T.; Kessler M.; Gradstein, S.R.; Acebey, A. 2005. Diversity patterns of vascular epiphytes along an elevational gradient in the Andes. *Journal of Biogeography* 32: 1799–1809.
- Küper, W.; Kreft, H.; Nieder, J.; Köster, N.; Barthlott, W. 2004. Large-scale diversity patterns of vascular epiphytes in Neotropical montane rain forests. *Journal of Biogeography* 31: 1477–1487.
- Leitman, P.; Amorim, A.; Menini-Neto, L.; Forzza, R. 2014. Epiphytic angiosperms in a mountain forest in southern Bahia, Brazil. *Biota Neotropica* 14(2): 1–12.
- Lima, R.A.F.; Souza, V.C.; Dittrich, V.A. de O.; Salino, A. 2011. Composição, diversidade e distribuição geográfica de plantas de uma floresta ombrófila densa do sudeste do Brasil. *Biota Neotropica* 12(1): 241–249.
- Lista de Espécies da Flora do Brasil. Jardim Botânico do Rio de Janeiro. 2015. Disponível em: <<http://floradobrasil.jbrj.gov.br/>>. Acesso em: 24 Maio 2015.
- Madison, M. 1977. Vascular epiphytes: their systematic occurrence and salient features. *Selbyana* 2: 1–13.
- Martinelli, G. & Moraes, M.A (Eds.). 2013. Livro vermelho da flora do Brasil. – 1. ed. – Rio de Janeiro: Andrea Jakobsson: Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro, 1100 p.
- Meira Neto, J.A.A.; Souza, A.L.; Lana, J.M. & Valente, G.E. 2005. Composição florística, espectro biológico e fitofisionomia da vegetação de muçununga nos municípios de Caravelas e Mucuri, Bahia. *Revista Árvore* 29: 139–150.
- Nadkarni, N.M. & Matelson, T.J. 1992. Biomass and nutrient dynamics of epiphytic litter–fall in a Neotropical montane forest, Costa Rica. *Biotropica* 24: 24–30.
- Oliveira, R.R. 2004. Importância das bromélias epífitas na ciclagem de nutrientes da Floresta Atlântica. *Acta Botanica Brasilica* 18(4): 793–799.

- Øllgaard, B. & Windisch, P.G. 2014. Lycopodiaceae in Brazil. Conspectus of the family I. The genera *Lycopodium*, *Austrolycopodium*, *Diphasium*, and *Diphasiastrum*. *Rodriguésia* 65(2): 293–309.
- Peixoto, A.L. & Silva, I.M. 1997. Tabuleiro forests of northern Espírito Santo, South-eastern Brazil. In: Davis, S.D.; Heywood, V.H.; Herrera-Macbride, O.; Villa-Lobos, J.; Hamilton, A.C. (eds.) *Centres of Plant Diversity: A Guide and Strategy for Their Conservation*. WWF/IUCN, p.369–372.
- Peixoto, A.L.; Silva, I.M.; Pereira, O.J.; Simonelli, M.; Jesus, R.M. & Rolim, S.G. 2008. Tableland Forests North of the Rio Doce: Their Representation in the Linhares Forest Reserve, Espírito Santo State, Brazil. *Memoirs of the New York Botanical Garden* 100: 369–372.
- Pereira, U. Z. & Ribeiro, L. F. 2004. Caracterização de comunidades de Orchidaceae em fragmentos de Floresta Ombrófila Densa Montana, em diferentes estágios de regeneração em Santa Teresa, Espírito Santo, Brasil. *Natureza online* 2(2): 52–60.
- Petean, M.P. 2009. As epífitas vasculares em uma área de Floresta Ombrófila Densa em Antonina, PR. Tese de doutorado, Universidade Federal do Paraná, Paraná.
- Ribeiro, J.E.L.S.; Nelson, B.W.; Silva, M.F.; Martins, L.S.S. & Hopkins, M.J.G. 1994. Reserva Florestal Ducke: diversidade e composição da flora vascular. *Acta Amazônica* 24: 19–30.
- Rizzini, C.T. 1963. Nota prévia sobre a divisão fitogeográfica (florístico-sociológica) do Brasil. *Revista Brasileira de Geografia* 25(1): 3–64.
- Rodrigues, T. M. & Simonelli, M. 2007. A família Orchidaceae em uma Floresta de Restinga, Linhares-ES: Ecologia e Conservação. *Revista Brasileira de Biociências* 5(1): 468–470.
- Rolim, S.G.; Ivanauskas, N.M.; Engel, V.L. 2016a. As florestas de tabuleiro do norte do Espírito Santo são ombrófilas ou estacionais? In: Rolim, S.G.; Menezes, L.F.T. & Srбек- Araujo, A.C. (Eds.). *Floresta Atlântica de Tabuleiro: Diversidade e Endemismos na Reserva Natural Vale*, 496p.
- Rolim, S.G.; Peixoto, A.L.; Pereira, O.J.; Nadruz, M.; Siqueira, G.; Menezes, L.F.T. 2016b. Angiospermas da Reserva Natural Vale, na Floresta Atlântica do Norte do Espírito Santo. In: Rolim, S.G.; Menezes, L.F.T. & Srбек- Araujo, A.C. (Eds.). *Floresta Atlântica de Tabuleiro: Diversidade e Endemismos na Reserva Natural Vale*. 496 p.
- Romaniuc Neto, S.; Carauta, J.P.P.; Vianna Filho, M.D.M.; Pereira, R.A.S.; Ribeiro, J.E.L. da S.; Machado, A.F.P.; Santos, A. dos; Pelissari, G.; Pederneiras, L.C. 2015. Moraceae. in *Lista de Espécies da Flora do Brasil*. Jardim Botânico do Rio de Janeiro. Disponível em: <<http://floradobrasil.jbrj.gov.br/jabot/floradobrasil/FB10180>>. Acesso em: 20 Out. 2015.
- Saporetti-Junior, A.W.; Schaefer, C.E.G.R.; Souza, A.L.; Soares, M.P.; Araújo, D.S.D.; Meira-Neto, J.A.A. 2012. Influence of soil physical properties on plants of the Muçununga ecosystem, Brazil. *Folia Geobotanica* 47: 29–39.
- Schuettpelz, E. & Trapnel, D.W. 2006. Exceptional epiphyte diversity on a single tree in Costa Rica. *Selbyana* 27(1): 65–71.
- Simonelli, M. & Fraga, C.N. (Org.). 2007. *Espécies da Flora Ameaçadas de Extinção no Estado do Espírito Santo*. Vitória, ES: IPEMA, 144 p.
- Simonelli, M.; Souza A.L.; Peixoto, A.L. & Silva, A.F. 2008. Floristic Composition and Structure of the Tree Component of a Muçununga Forest in the Linhares Forest Reserve, Espírito Santo, Brazil. *Memoirs of the New York Botanical Garden* 100: 345–364.
- Smith, A.R.; Pryer, K.M.; Schuettpelz, E.; Korall, P.; Schneider, H. & Wolf, P.G. 2006. A classification of extant ferns. *Taxon* 55 (3): 705–731.
- Sylvestre, L. S.; Almeida, T. E.; Mynssen, C. M. & Salino, A. 2016. Samambaias e Licófitas da Reserva Natural Vale, Linhares, ES. In: Rolim, S.G.; Menezes, L.F.T. & Srбек- Araujo, A.C. (Eds.). *Floresta Atlântica de Tabuleiro: Diversidade e Endemismos na Reserva Natural Vale*, 496p.
- Waechter, J.L. 1980. Estudo fitossociológico das orquídeas epifíticas da mata paludosa do Faxinal, Torres, Rio Grande do Sul. Porto Alegre, Dissertação (mestrado em botânica). Instituto de Biociências, Universidade Federal do Rio Grande do Sul.
- Wendt, T.; Coser, T.S.; Boudet-Fernandes, H. & Martinelli, G. 2010. Bromeliaceae do município de Santa Teresa, Espírito Santo: lista de espécies, distribuição, conservação e comentários taxonômicos. *Boletim do Museu de Biologia Mello Leitão* 27: 21–53.

16

ARATICUNS E PINDAÍBAS DA
RESERVA NATURAL VALE,
LINHARES/ES

Jenifer de Carvalho Lopes & Renato de Mello-Silva

INTRODUÇÃO

As Annonaceae são conhecidas principalmente como araticuns, embiras, pindaíbas e pinhas. Araticum é uma palavra de origem tupi que é aplicada a várias frutas do gênero *Annona* e significa fruto de massa mole. Já o nome embira designa a casca dos ramos que é desprendida em tiras e usada como cordas. Outro nome aplicado às espécies da família é pindaíba, que em tupi significa árvore que produz vara de pescar e há também pinha, que vem da semelhança dos frutos comestíveis de várias espécies com o estróbilo dos pinheiros (Saint-Hilaire, 1828; Houaiss & Villar, 2001). São plantas lenhosas, podendo ser árvores, arbustos e lianas, possuem folhas simples de margem inteira e sem estípulas. As folhas estão dispostas alternadamente em um único plano nos ramos, exceto no gênero amazônico *Tetrameranthus*, no qual as folhas estão em disposição espiralada. As flores possuem três sépalas e dois verticilos de três pétalas cada; também neste caso, *Tetrameranthus* é uma exceção, possuindo flores tetrâmeras, como o seu próprio nome sugere. Os frutos podem ser um sincarpo carnoso como os do gênero *Annona*, que inclui espécies como a graviola, a fruta-do-conde, as pinhas e os araticuns em geral, ou podem ser aporcápicos, compostos por vários carpídios, com uma ou mais sementes cada (Kessler, 1993).

Annonaceae é uma das famílias de plantas mais ricas e abundantes nas florestas tropicais (Gentry, 1988; Ter Steege *et al.*, 2000) e conta com 109

gêneros e 2.440 espécies (Rainer & Chatrou, 2006). O Brasil, o país com a maior diversidade florística do mundo, também concentra a maior diversidade de Annonaceae da região neotropical, com 29 gêneros e 396 espécies. Na Amazônia, Annonaceae figura entre as dez famílias de Angiospermas com maior número de espécies, 287. A Mata Atlântica é o segundo centro de diversidade da família no Brasil, com 96 espécies e 16 gêneros. O Espírito Santo, por sua vez, está entre os estados com a maior diversidade de Annonaceae da Mata Atlântica, num total de 12 gêneros e 44 espécies (Maas *et al.*, 2015). A Reserva Natural Vale engloba mais da metade dessa diversidade, contando com 11 gêneros e 27 espécies (Lopes & Mello-Silva, 2014a). Mesmo em regiões densamente povoadas, como a zona costeira do Brasil, nas quais o trabalho de levantamento florístico é mais facilitado, novas espécies ainda estão sendo descobertas. Dentre as espécies da Reserva, quatro foram descritas como novas para ciência nos últimos 20 anos (Maas, 1999; Maas *et al.*, 2007) e duas o foram muito recentemente (Lopes *et al.*, 2013; Lopes *et al.*, 2014). Isso demonstra a importância que áreas como a Reserva Natural Vale desempenham para a preservação e conservação da biodiversidade brasileira. Neste capítulo serão apresentadas as espécies de Annonaceae da reserva, características morfológicas que permitem seu reconhecimento, dados sobre sua distribuição, nomes populares utilizados na reserva e fotos e ilustrações das espécies.

MATERIAL E MÉTODOS

As Annonaceae da Reserva Natural Vale (RNV) foram estudadas das coleções dos herbários BHCB, CESJ, CVRD, ESA, MBM, MBML, R, RB, RBR, SP e SPF (siglas segundo Thiers, 2015), dos quais o herbário da própria reserva, CVRD, reúne a coleção mais significativa. Também foram realizadas cinco viagens de campo entre 2010 e 2011 para coleta e preparação de material mais abrangente e rico. Além de exsicatas, foram tiradas fotografias e flores e frutos foram preservados em álcool 70% para melhor análise dos caracteres e confecção de desenhos científicos. O material, tanto em álcool quanto herborizado, está depositado no herbário da Universidade de São Paulo (SPF) e duplicatas nos herbários CVRD, MBML e RB. Os desenhos foram elaborados por Klei Sousa e Isabel Martinelli.

Os nomes populares são os utilizados pelos funcionários da reserva para a identificação das espécies e muitos são criações locais, utilizados no reconhecimento e comercialização de mudas. Os nomes vulgares foram obtidos das exsicatas e de Geovane Siqueira (com. pes.).

A lista de espécies que ocorrem na reserva (Tabela 1) foi organizada com base em Lopes & Mello-Silva (2014a), onde descrições, chaves de identificação e listas completas de materiais examinados podem ser obtidas. Outras informações sobre as espécies podem ser obtidas em Fries (1931, 1939), Johnson & Murray (1995), Lobão *et al.* (2005, 2011, 2012), Lopes *et al.* (2013, 2014), Maas & Westra (1985, 2003), Maas *et al.* (1992, 2002, 2003, 2007, 2015), Murray (1993) e Rainer (2001). Um material testemunho foi selecionado para cada espécie.

RESULTADOS E DISCUSSÃO

Riqueza de Espécies

Na Reserva Natural Vale ocorrem 11 gêneros e 27 espécies de Annonaceae, das quais 18 são endêmicas da Mata Atlântica e quatro, (*Duquetia sooretamae*, *Oxandra unibracteata*, *Unonopsis aurantiaca* e *U. renatoi*) endêmicas da reserva (Tabela 1). Apresentamos as espécies que ocorrem na RNV, seguida de seus nomes populares, fotografias e ilustrações, bem como comentários sobre sua área de ocorrência e características marcantes.

Descrição das espécies

Anaxagorea dolichocarpa, conhecida na Reserva como ariticum-bravo e detoni, possui ampla distribuição, ocorrendo da Colômbia até o sudeste do Brasil (Maas & Westra, 1985). Na reserva, habita a Mata de Tabuleiro e a mata de várzea. Seus frutos são bastante peculiares porque cada carpídio tem forma de taco de golfe. Floresce de setembro a dezembro (Figuras 1A, 3A-C).

Annona acutiflora, conhecida como ariticum, é pequena árvore que ocorre na Mata Atlântica da Bahia ao Rio de Janeiro, mas não é muito comum (Lobão *et al.*, 2005). Na RNV, habita a Mata de Tabuleiro e a muçununga. Seu nome científico é referência ao ápice das pétalas externas, que é bastante agudo, condição rara no gênero. Floresce de setembro a dezembro e frutifica em fevereiro (Figura 1B, 3D).

Annona cacans, a graviola-do-mato, ocorre do nordeste do Brasil ao Paraguai, na Mata Atlântica, e na reserva ocorre na Mata de Tabuleiro (Rainer, 2001). Outro nome popular atribuído a essa espécie em outras localidades é araticum-cagão por causa das propriedades laxativas do fruto. É a espécie de maior porte entre as *Annona* do leste do Brasil, atingindo 25 metros de altura. Floresce em dezembro e frutifica em fevereiro (Figura 3E).

Annona dolabripetala, a pinha-da-mata, é bastante comum, principalmente em florestas secundárias, e pode ser encontrada na borda de matas e em pastos, da Bahia ao Paraná e de Minas Gerais ao Mato Grosso (Maas *et al.*, 1992). Na reserva ocorre nas bordas da Mata de Tabuleiro. Suas flores em forma de hélice são características e diferentes daquelas das outras espécies de *Annona* da reserva. Floresce de agosto a dezembro e frutifica de dezembro a maio (Figuras 1C, 3F).

Annona glabra é conhecida como araticum-do-brejo porque ocorre em ambientes alagadiços, como mangues, florestas de várzeas e restingas. Tem ampla distribuição, ocorrendo próximo ao litoral atlântico, dos Estados Unidos ao estado de Santa Catarina, no Brasil (Fries, 1931; Lopes & Mello-Silva, 2014b; Maas *et al.*, 2002). Floresce em outubro e frutifica em dezembro (Figuras 1D, 3G, H).

Tabela 1: Lista de espécies de Annonaceae da Reserva Natural Vale.

Espécies	Nomes populares	Vouchers
<i>Anaxagorea dolichocarpa</i> Sprague & Sandwith (1930: 475)	ariticum-bravo, detoni, embireira	Lopes 114 (CVRD, MBML, NY, RB, SP, SPF)
<i>Annona acutiflora</i> Mart. (1841: 10)	ariticum	Lopes 118 (CVRD, MBML, RB, SPF)
<i>Annona cacans</i> Warm. (1873: 155)	graviola-do-mato	Lopes 142 (CVRD, SPF)
<i>Annona dolabripetala</i> Raddi (1820: 394)	pinha-da-mata	Lopes 117 (CVRD, MBML, NY, RB, SP, SPF)
<i>Annona glabra</i> L. (1753: 537)	araticum-do-brejo	Lopes 121 (CVRD, RB, SPF)
<i>Annona tabuleirae</i> H.Rainer sp. nov. ined.	ariticum-amarelo	Maas 8830 (CVRD, MBML, SPF, U)
<i>Cymbopetalum brasiliense</i> (Vell.) Benth. ex Baill. (1868: 240)	pimenta-de-boto	Folli 3703 (CVRD, RB, SPF)
<i>Duguetia chrysocarpa</i> Maas (1999: 471)	pindaíba-da-mata	Lopes 120 (CVRD, MBML, NY, RB, SP, SPF)
<i>Duguetia sessilis</i> (Vell.) Maas (1994: 38)	ariticum-vermelho	Lopes 150 (CVRD, SPF)
<i>Duguetia sooretamae</i> Maas (1999: 486)	pindaíba-coroa	Folli 2448 (CVRD, SPF, U)
<i>Ephedranthus dimerus</i> J.C.Lopes, Chatrou & Mello-Silva (2014: 71)	pindaíba-preta	Folli 414 (CVRD, K, NY, SPF, U)
<i>Guatteria australis</i> A.St.-Hil. (1824: 37)	imbira-preta	Lopes 153 (CVRD, ESA, MBML, NY, RB, SP, SPF)
<i>Guatteria ferruginea</i> A.St.-Hil. (1824: 38)	pindaíba-coração	Mello-Silva 1553 (CVRD, RB, SP, SPF)
<i>Guatteria sellowiana</i> Schltld. (1834: 323)	pindaíba-puruna, pindaibinha	Lopes 115 (CVRD, MBML, SP)
<i>Guatteria villosissima</i> A.St.-Hil. (1824: 38)	pindaíba-de-vara pindaíba-felpuda,	Lopes 112 (CVRD, MBML, SP, SPF)
<i>Hornschuchia bryotrophe</i> Nees (1821: 302)	ariticum-rasteiro, araticum-rasteiro	Folli 2917 (CVRD, RB, SPF)
<i>Hornschuchia citriodora</i> D.M.Johnson (1993: 259)	pindaíba-feijão	Lopes 110 (CVRD, ESA, MBML, SPF)
<i>Hornschuchia myrtillus</i> Nees (1821: 302)	pindaíba-rasteira	Lopes 122 (CVRD, MBML, RB, SPF)
<i>Oxandra martiana</i> (Schltld.) R.E.Fries (1931: 165)	pindaíba-de-poste	Lopes 363 (CVRD, ESA, MBML, NY, RB, SPF)
<i>Oxandra nitida</i> R.E.Fries (1931: 160)	ariticum-do-mato	Maas 8821 (CVRD, MBML, SPF, U)
<i>Oxandra unibracteata</i> J.C.Lopes, Junikka & Mello-Silva (2013: 25)	imbiú-preto	Silva 272 (CVRD, RB, SPF)
<i>Pseudoxandra spiritus-sancti</i> Maas (2003: 249)	imbiú	Lopes 310 (CVRD, MBML, NY, RB, SP, SPF)
<i>Unonopsis aurantiaca</i> Maas & Westra (2007: 451)	pindaíba-da-muçununga	Maas 8825 (B, CVRD, H, K, MBML, MO, NY, SPF, U, WU); Sucre 8355 (RB, U)
<i>Unonopsis renatoi</i> Maas & Westra (2007: 517)	pindaíba	
<i>Xylopi frutescens</i> Aubl. (1775: 602)	pindaíba-branca	Lopes 123 (CVRD, MBML, NY, RB, SP, SPF)
<i>Xylopi laevigata</i> (Mart.) R.E.Fries (1900: 37)	mium-preto, mium-rosa	Lopes 316 (CVRD, ESA, SPF)
<i>Xylopi ochrantha</i> Mart. (1841: 43)	coração	Folli 2216 (CVRD, SPF)



Figura 1: A. *Anaxagorea dolichocarpa* Sprague & Sandwith – flor; B. *Annona acutiflora* Mart. – flor; C. *Annona dolabripetala* Raddi – flor; D. *Annona glabra* L. – fruto; E-F. *Annona tabuleirae* H.Rainer – E. flor, F. fruto; G. *Cymbopetalum brasiliense* (Vell.) Benth. & Baill. – fruto; H. *Duguetia chrysocarpa* Maas – flor; I-L. *Duguetia sessilis* (Vell.) Maas – I. fruto, J. flor; L. *Duguetia sooretamae* Maas – flor (Fotos de Renato Mello-Silva (A-D, G), Geovane Siqueira (E, F, J) e Jenifer C. Lopes (I, L)).

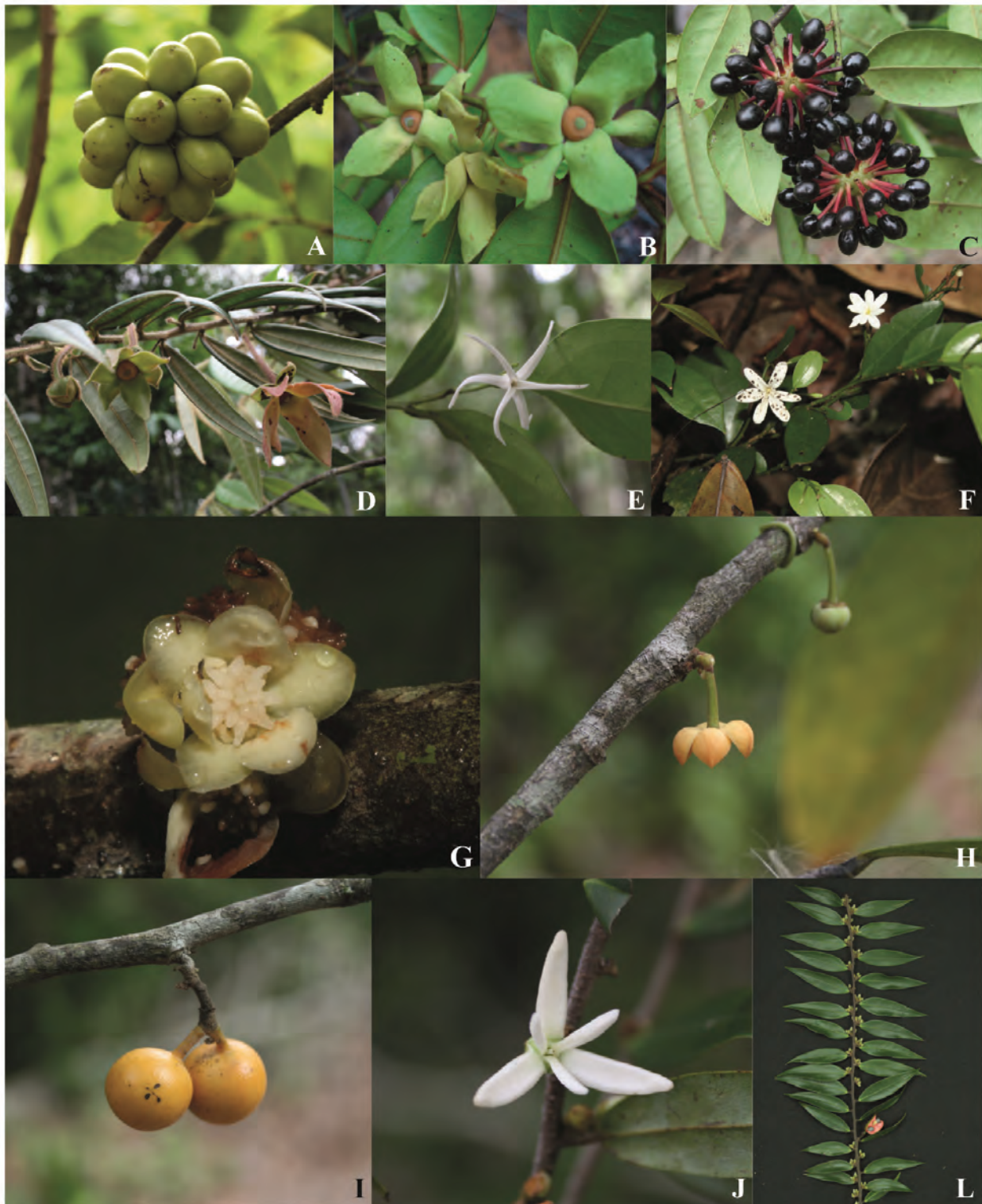


Figura 2: A. *Ephedranthus dimerus* J.C.Lopes, Chatrou & Mello-Silva – fruto; B. *Guatteria australis* A.St.-Hil. – flores; C. *Guatteria sellowiana* Schldl. – frutos; D. *Guatteria villosissima* A.St.-Hil. – flores; E. *Hornschuchia citriodora* D.M.Johnson – flor; F. *Hornschuchia myrtillus* Nees – flores; G. *Pseudoxandra spiritus-sancti* Maas – flor; H-I. *Unonopsis aurantiaca* Chatrou & Westra – H. flores, I. fruto; J. *Xylopia frutescens* Aubl. – flor; L. *Xylopia laevigata* (Mart.) R.E.Fr. – ramo com fruto (Fotos de Jenifer C. Lopes (A, B), Renato Mello-Silva (C-F, H-J) e Alexandre Zuntini (G, L).

Annona tabuleirae, o araticum-amarelo, foi descoberto na RNV, mas ocorre também em outras poucas localidades do Espírito Santo e Minas Gerais. Seu nome científico deve-se ao tipo de vegetação onde se encontra, a Floresta de Tabuleiro. Habita o interior da mata e é um arbusto, diferentemente das demais espécies de *Annona* da reserva, que são árvores. As flores, alaranjadas, e os frutos, amarelo-dourados, são muito bonitos. Floresce em dezembro e frutifica em fevereiro (Figuras 1E, F, 4).

Cymbopetalum brasiliense, a pimenta-de-boto, apesar do nome científico, ocorre também na Venezuela, Bolívia, Guiana e Trinidad e Tobago. No Brasil, ocorre na Amazônia e na Mata Atlântica, do nordeste ao sudeste (Maas *et al.*, 2015, Murray, 1993). Na RNV, é encontrada em Mata de Tabuleiro. O nome *Cymbopetalum* alude às pétalas em formato de bote, bastante côncavas e com as margens levemente incurvadas (Murray, 1993). Floresce de agosto a setembro e frutifica de dezembro a maio (Figuras 1G, 5A, B).

Duguetia chrysocarpa, a pindaíba-da-mata, ocorre da Bahia ao Espírito Santo e Minas Gerais. Na reserva, habita a Mata de Tabuleiro e a mata de várzea. Seu nome científico faz referência à pilosidade dourada dos frutos (Maas *et al.*, 2003). Floresce de setembro a dezembro e frutifica de fevereiro a maio (Figuras 1H, 5C-D).

Duguetia sessilis, o araticum-vermelho, cujo nome popular faz referência à cor das flores, ocorre no Espírito Santo e Rio de Janeiro (Maas *et al.*, 2015). Na reserva ocorre na Mata de Tabuleiro. É um arbusto com inflorescências que surgem na base do tronco e se ramificam rente ao chão, dessa forma as flores parecem brotar entre a serrapilheira. Esse tipo de inflorescência ocorre apenas em outras duas espécies do gênero, nativas da Amazônia (Maas *et al.*, 2003). Os frutos são bem pequenos e possuem coloração vermelho-acastanhada semelhante à cor do solo. Floresce durante o ano todo, principalmente entre outubro e janeiro e frutifica de fevereiro a julho (Figuras 1I, J, 5E).

Duguetia sooretamae, a pindaíba-coroa, ocorre no Espírito Santo, em matas de restinga (Maas *et al.*, 2003). Na RNV, habita a muçununga. Seu nome científico refere-se ao nome indígena da Mata Atlântica, Sooretama, que significa morada dos animais em tupi. O nome vulgar alude aos frutos, que possuem muitos carpídios, o que lembra uma

coroa. Floresce de novembro a maio (Figura 1L, 5F).

Ephedranthus dimerus, a pindaíba-preta, foi descoberta na RNV, onde habita a Mata de Tabuleiro, mas também ocorre em outras localidades do Espírito Santo, Minas Gerais e Bahia (Lopes *et al.*, 2014). O nome científico faz referência às duas pétalas presentes em cada verticilo da corola, sendo que nas demais espécies de Annonaceae são normalmente três. As flores ou têm dois sexos ou são somente masculinas. Floresce de outubro a novembro e frutifica de fevereiro a abril (Figura 2A, 5G, H).

Guatteria australis, a imbirá-preta, ocorre da Bahia ao Rio Grande do Sul e em Goiás (Lobão *et al.*, 2011). É a *Guatteria* mais comum na Mata Atlântica e, na RNV habita a Mata de Tabuleiro. O nome popular vem da cor do tronco, enegrecido. Floresce de fevereiro a março e frutifica em fevereiro (Figura 2B, 6A).

Guatteria ferruginea, a pindaíba-coração, ocorre no Amazonas e Mato Grosso e da Bahia ao Rio de Janeiro (Fries, 1939; Lobão *et al.*, 2012). Na RNV, habita as florestas de tabuleiro e de várzea. O nome popular vem da reentrância na base das folhas de alguns indivíduos, que lembra um coração. Floresce e frutifica durante todo o ano (Figura 6B).

Guatteria sellowiana, a pindaíba-puruna ou pindaibinha, ocorre da Bahia a São Paulo e em Minas Gerais, Mato Grosso, Goiás e Distrito Federal (Lobão *et al.*, 2012). Na reserva, habita a Mata de Tabuleiro. É comum também nos capões e matas de galeria do interior do Brasil. Floresce de fevereiro a maio e frutifica de fevereiro a agosto (Figura 2C, 6C).

Guatteria villosissima, a pindaíba-felpuda ou pindaíba-de-varal, ocorre em Minas Gerais, Espírito Santo e Rio de Janeiro (Lobão *et al.*, 2012). Na RNV, ocorre na Mata de Tabuleiro e na muçununga. A abundante pilosidade que recobre folhas e partes jovens da planta confere-lhe o nome científico e o nome popular. Floresce de dezembro a maio e frutifica de julho a novembro (Figura 2D, 6D).

Hornschurchia bryotrophe, o araticum-rasteiro ou araticum-rasteiro, ocorre da Bahia ao Rio de Janeiro e em Minas Gerais (Johnson & Murray, 1995). Na reserva, habita a Mata de Tabuleiro. Seu nome popular alude às inflorescências que, como as de *D. sessilis*, nascem da base do tronco em ramos longos rentes ao chão e exibem suas flores brancas emergindo da serrapilheira. As

folhas dessa espécie são bastante características por serem grandes, com 12 a 25 cm de comprimento, possuírem a base de assimétrica a obtusa e a nervura marginal bastante evidente. É a espécie do gênero de mais ampla distribuição. Floresce de outubro a maio e frutifica de dezembro a fevereiro (Figura 6E, F, G).

Hornschuchia citriodora, a pindaíba-feijão, ocorre na Bahia e no Espírito Santo (Johnson & Murray, 1995). Na RNV, ocorre na Mata de Tabuleiro. Ao contrário das outras *Hornschuchia* que ocorrem na reserva, *H. citriodora* é árvore com 3 a 11 metros de altura. As flores exalam agradável odor cítrico, daí seu nome científico. O nome popular é referência aos frutos, semelhantes às vagens do feijão. Floresce de novembro a maio (Figura 2E, 6H).

Hornschuchia myrtilus, a pindaíba-rasteira, ocorre na Bahia e no Espírito Santo (Johnson & Murray, 1995). É um pequeno arbusto que vive no interior da Mata de Tabuleiro e constitui a menor espécie de Annonaceae da RNV. Assim como *H. bryotrophe*, suas inflorescências surgem da base do tronco e se ramificam rente ao solo, as flores surgindo de entre o folheto do chão da mata, daí seu nome popular. Floresce em dezembro e janeiro e frutifica em abril (Figura 2F, 6I).

Oxandra martiana, a pindaíba-de-poste, ocorre na Bahia, Minas Gerais e Espírito Santo (Maas *et al.*, 2002). Os indivíduos da RNV habitam a Mata de Tabuleiro e são de grande porte, podendo atingir 30 m de altura, lembrando um poste. Esta espécie tem flores ou bissexuais ou somente masculinas, mas indivíduos masculinos nunca foram encontrados na reserva (Fries, 1931). Floresce em novembro e frutifica em março (Figura 6J, L).

Oxandra nitida, o ariticum-do-mato, ocorre da Bahia ao Rio de Janeiro (Maas *et al.*, 2002). Na reserva, ocorre na Mata de Tabuleiro, mas em outras localidades habita também a restinga. Seu nome científico deve-se às folhas bastante brilhantes. Floresce de setembro a abril e frutifica de março a julho (Figura 7A, B).

Oxandra unibracteata, o imbiú-preto, ocorre somente na RNV, na Floresta de Tabuleiro. Por possuir apenas uma bráctea na flor, característica única que a distingue das demais espécies de

Oxandra, foi batizada de *O. unibracteata* (Lopes *et al.*, 2013). Floresce em novembro e frutifica em maio (Figura 7C-G).

Pseudoxandra spiritus-sancti, o imbiú, ocorre no Espírito Santo, onde é encontrado na RNV e também nas florestas ao redor de Santa Teresa/ES localizadas em áreas bem mais elevadas (Maas & Westra, 2003). Na RNV, é frequente na borda da Mata de Tabuleiro. Nesta espécie, alguns indivíduos apresentam flores masculinas e outros flores bissexuais. Floresce em outubro e frutifica de abril a junho (Figura 2G).

Unonopsis aurantiaca, a pindaíba-da-muçununga, ocorre apenas na RNV, na mata de muçununga, daí seu nome popular, e no campo nativo (Maas *et al.*, 2007). Seu nome científico traduz a cor das flores, que é alaranjada, uma característica única entre as espécies do gênero *Unonopsis*. Floresce em dezembro e frutifica em fevereiro (Figura 2H, I, 7H, I).

Unonopsis renatoj, pindaíba, ocorre somente na RNV, onde habita a Mata de Tabuleiro, e não é abundante. Seu nome é uma homenagem ao antigo diretor da reserva, Renato Moraes de Jesus (Maas *et al.*, 2007). Floresce em outubro e frutifica em abril (Figura 7J).

Xylopiia frutescens, pindaíba-branca, possui ampla distribuição, ocorrendo do Amazonas a Santa Catarina (Maas *et al.*, 2015). Também na RNV é ubíqua, habitando a Mata de Tabuleiro, a muçununga e o campo nativo. Suas flores são brancas e, quando abertas, lembram uma estrela de seis pontas. Floresce de outubro a dezembro e frutifica de abril a agosto (Figura 2J, 7L, M).

Xylopiia laevigata, o mium-preto ou mium-rosa, ocorre do Ceará ao Rio de Janeiro e Minas Gerais, sendo encontrada principalmente na restinga (Maas *et al.*, 2015). Na RNV também ocorre na Mata de Tabuleiro, na muçununga e no campo nativo. Floresce e frutifica de julho a dezembro (Figura 2L, 7N).

Xylopiia ochrantha, o coração, ocorre da Bahia ao Rio de Janeiro (Maas *et al.*, 2015). É uma espécie típica da restinga, mas na RNV só é encontrada na Mata de Tabuleiro. O nome vulgar é em decorrência do formato de coração do botão floral e o nome científico alude à pilosidade dourada das flores. Floresce em janeiro e fevereiro e frutifica de fevereiro a setembro (Figura 7O, P).

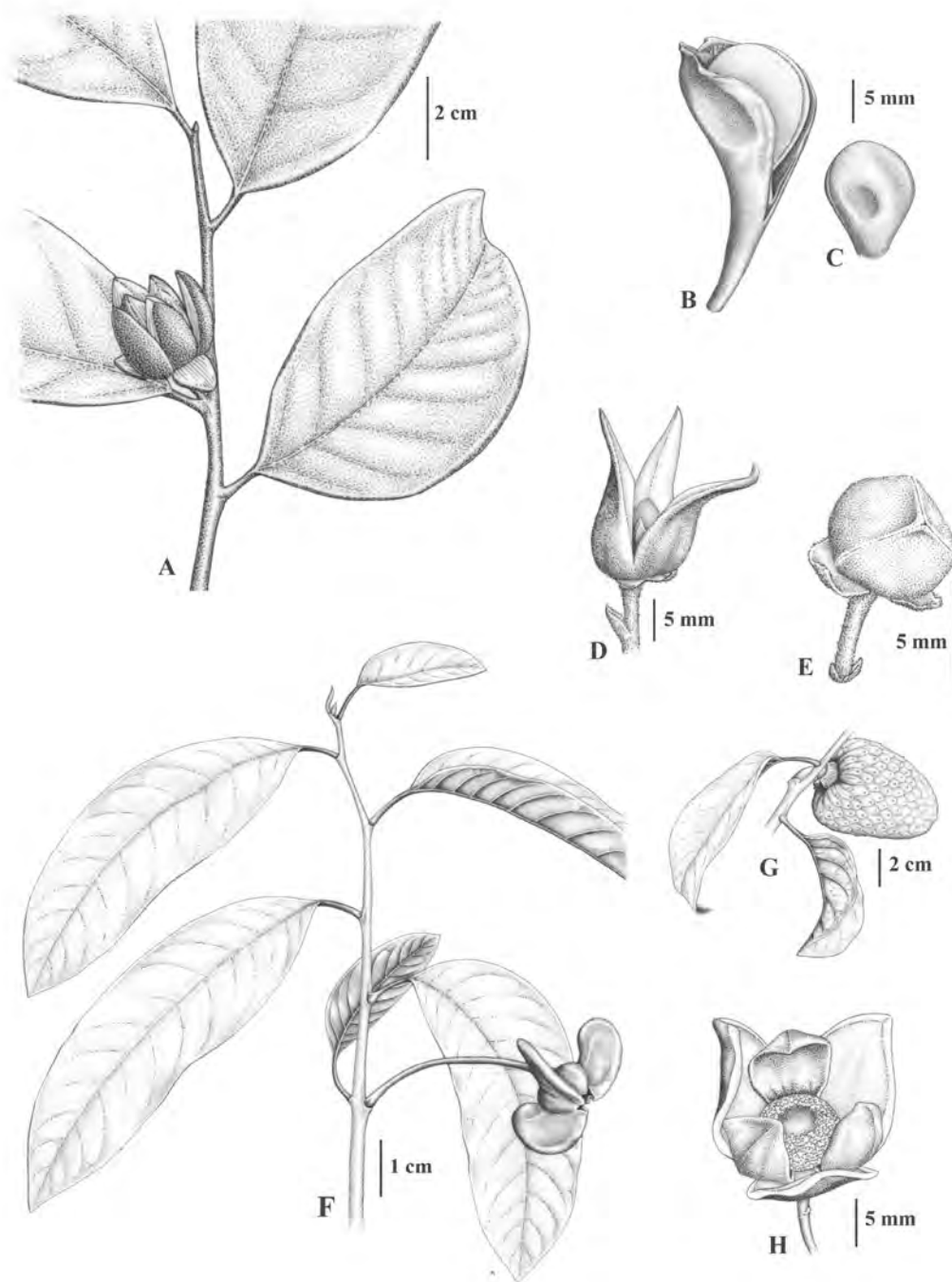


Figura 3: A-C. *Anaxagorea dolichocarpa* Sprague & Sandwith – ramo com flor; B. carpídio; C. semente; D. *Annona acutiflora* Mart. – flor; E. *Annona cacans* Warm. – botão floral; F. *Annona dolabripetala* Raddi – ramo com flor; G-H. *Annona glabra* L. – G. ramo com fruto, H. flor (Desenhos: Klei Sousa. A. Lopes 114, B, C. Folli 2017, D. Lopes 118, E. Folli 5813, F. Lopes 117, G. Lopes 121, H. Folli 4646).

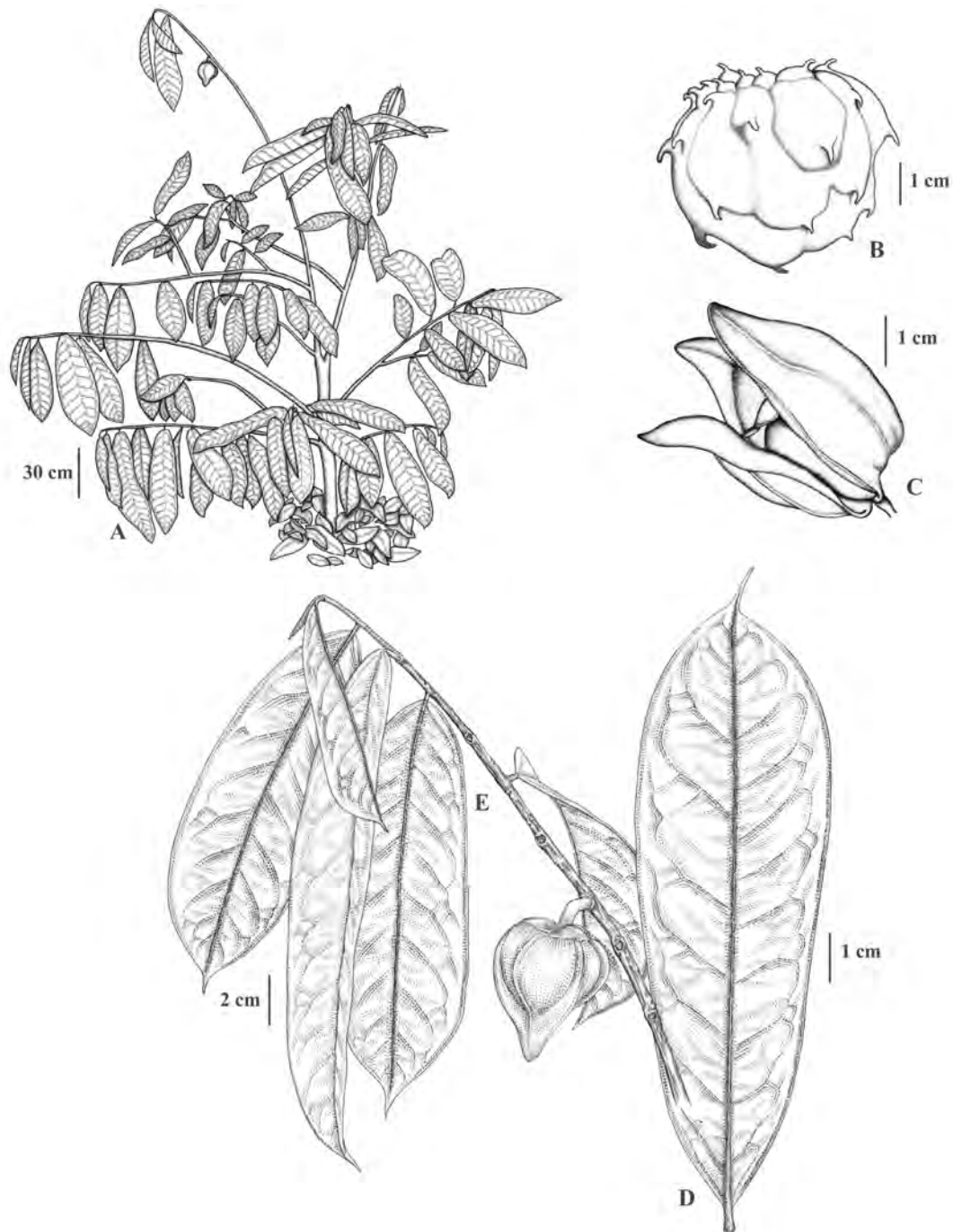


Figura 4: *Annona tabuleirae* H.Rainer – A. hábito, B. fruto, C. flor, D. folha, E. ramo com botão floral (Desenhos: Isabel Martinelli (A-C) e Klei Sousa (D-E). A, D, E. Lopes 113, B. Siqueira 285, C. Folli 3696).

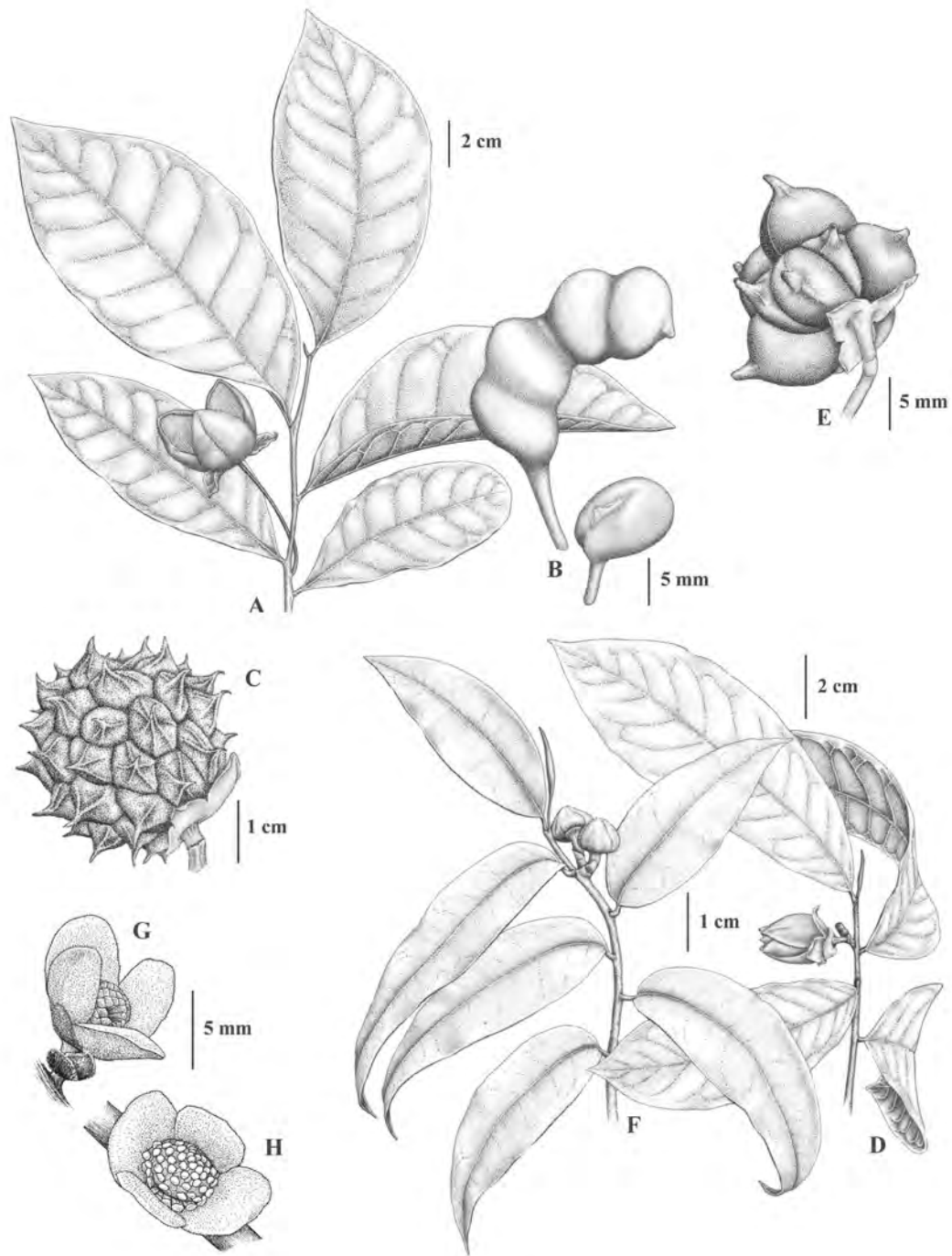


Figura 5: A-B. *Cymbopetalum brasiliense* (Vell.) Benth. & Baill. – A. ramo com flor, B. carpídios; C-D. *Duguetia chrysocarpa* Maas – C. fruto, D. ramo com flor. E. *Duguetia sessilis* (Vell.) Maas – fruto. F. *Duguetia sooretamae* Maas – ramo com botão floral. G-H. *Ephedranthus dimerus* J.C.Lopes, Chatrou & Mello-Silva – G. flor masculina, H. flor bissexuada (Desenhos: France Pedreira (G-H) e Klei Sousa (A-F). A. Folli 703, B. Folli 5583, C. Folli 3917, D. Lopes 120, E. Folli 3524, F. Folli 2820, G. Siqueira 667, H. Folli 414).

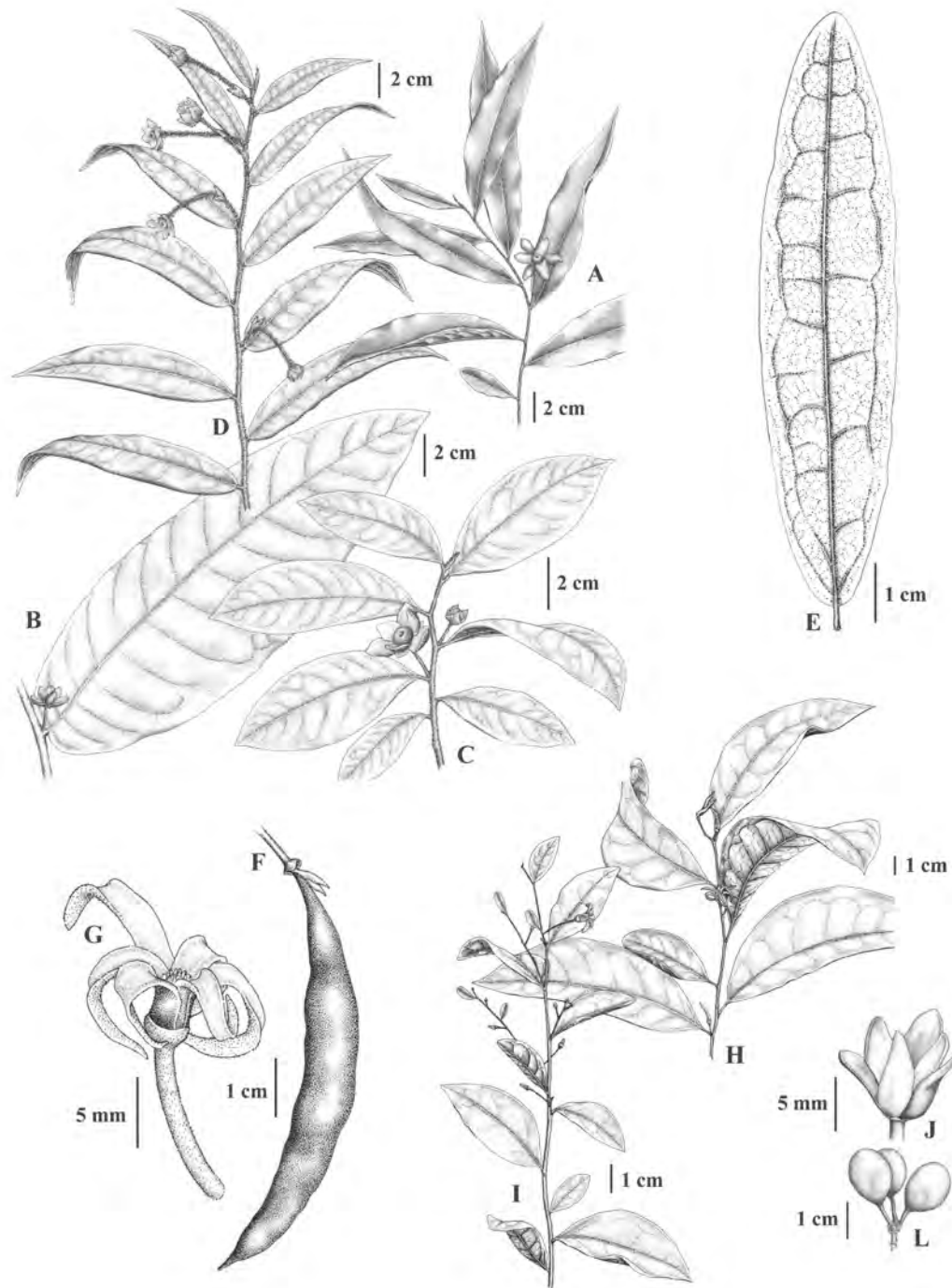


Figura 6: A. *Guatteria australis* A.St.-Hil. – ramo com flor. B. *Guatteria ferruginea* A.St.-Hil. – ramo com flor; C. *Guatteria sellowiana* Schldt. – ramo com flor. D. *Guatteria villosissima* A.St.-Hil. – ramo com flor. E-G. *Hornschuchia bryotrophe* Nees – E. folha, F. fruto, G. flor; H. *Hornschuchia citriodora* D.M.Johnson – ramo com flor. I. *Hornschuchia myrtillus* Nees – ramo com flor. J-L. *Oxandra martiana* (Schldt.) R.E.Fr. – J. flor, L. fruto. (Desenhos: Klei Sousa. A. Lopes 153, B. Folli 6416, C. Lopes 1595, D. Lopes 146, E-G. Lopes 151, H. Folli 5862, I. Lopes 147, J. Lopes 363, L. Folli 3832).

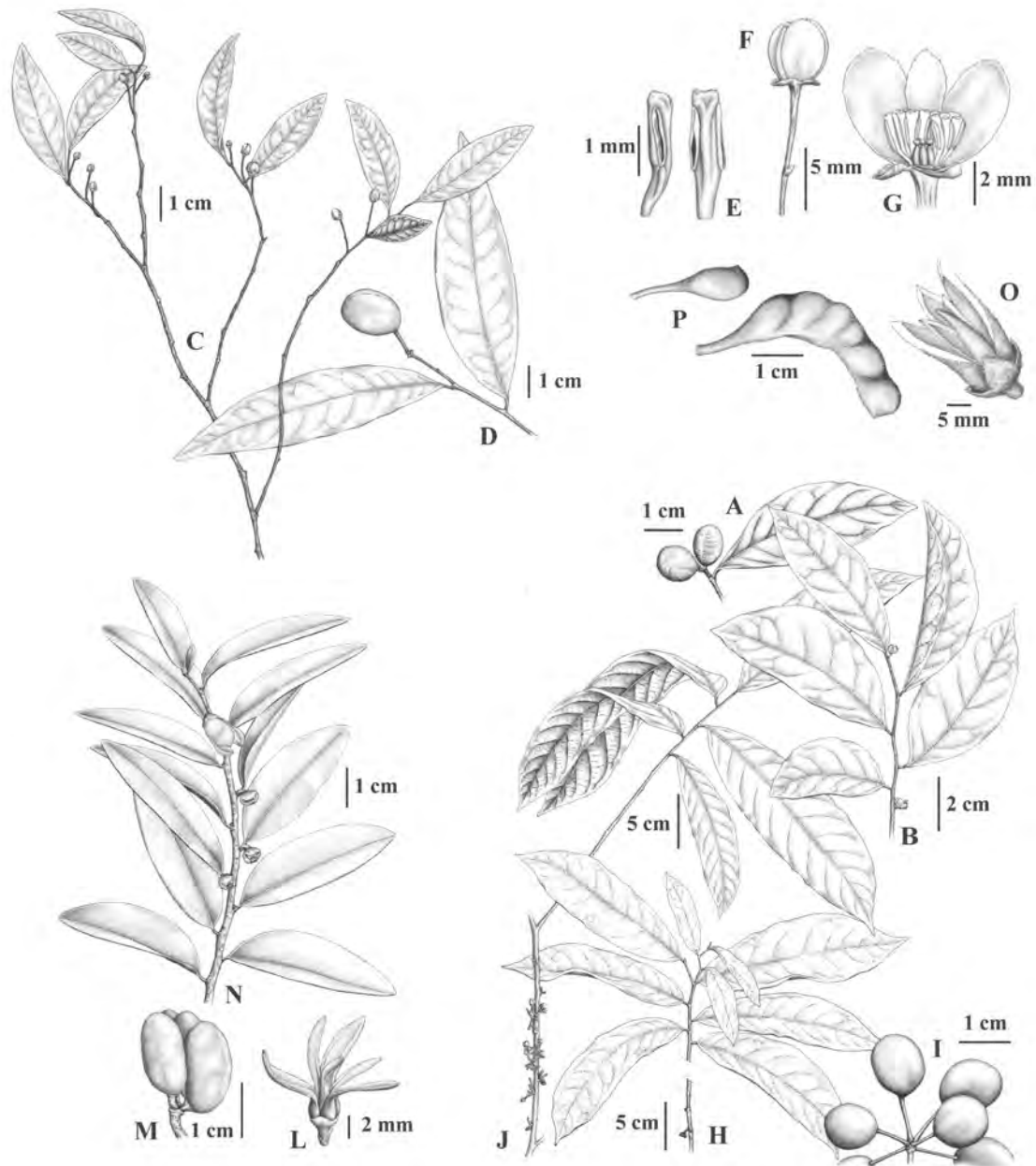


Figura 7: A-B. *Oxandra nitida* R.E.Fr. – A. ramo com fruto, B. ramo com flor. C-G. *Oxandra unibracteata* J.C.Lopes, Junikka & Mello-Silva – C. ramo com flor, D. ramo com fruto, E. estames em vista frontal e lateral, F. botão floral, G. flor com três pétalas removidas; H-I. *Unonopsis aurantiaca* Maas & Westra – H. ramo com flor, I. fruto. J. *Unonopsis renatoi* Maas & Westra – fruto; L-M. *Xylopia frutescens* Aubl. – L. flor, M. fruto. N. *Xylopia laevigata* (Mart.) R.E.Fr. – N. ramo com flor. O-P. *Xylopia ochrantha* Mart. – O. flor, P. carpídios (Desenhos: Klei Sousa. A. Folli 4218, B. Siqueira 550, C-E-G. Silva 272, D. Folli 545, H-I. Lopes 125, J. Folli 6433, L. Lopes 123, M. Lopes 255, N. Lopes 316, O. Folli 5933, P. Folli 2010).

AGRADECIMENTOS

Os autores agradecem à Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de São Paulo (Fapesp) pela bolsa de mestrado de Jenifer C. Lopes, desenvolvido na Universidade de São Paulo (USP) e também pelo auxílio financeiro; ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq) pela bolsa de produtividade de Renato de Mello-Silva. Agradecem também à Reserva Natural Vale pelo apoio aos trabalhos na reserva, especialmente a Geovane Siqueira e Domingos Folli, e pelo convite à elaboração deste capítulo, a France Pedreira, Klei Sousa e Isabel Martinelli pela elaboração dos desenhos das espécies, a Juliana Lovo pela ajuda com a figura 4 e a Adriana Lobão e Augusto Giaretta pelas sugestões.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Aublet, J.B.F. 1775. Histoire des Plantes de la Guiane Française. Vol. 1. Pierre-François Didot. Londres, Paris.
- Baillon, H.E. 1868. Histoire des Plantes. Vol. 1. Librairie Hachette & Co. Paris.
- Fries, R.E. 1900. Beiträge zur Kenntniss der SüdAmerikanischen Anonaceen. Kongliga Svenska Vetenskaps Academiens Handlingar 34(5): 1–59.
- Fries, R.E. 1931. Revision der Arten einiger Annonaceen-Gattungen II. Acta Horti Bergiani 10(2): 129–341.
- Fries, R.E. 1939. Revision der Arten einiger Annonaceen-Gattungen V. Acta Horti Bergiani 12(3): 289–577.
- Gentry, A.H. 1988. Tree species richness of upper Amazonian forests. Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America 85: 156–159.
- Houaiss, A. & Villar, M.S. 2001. Dicionário Houaiss da Língua Portuguesa. Editora Objetiva. Rio de Janeiro.
- Johnson, D.M. & Mello-Silva, R. 1993. A new species of *Hornschurchia* (Annonaceae) from atlantic Brazil, with comments on the circumscription of the genus *Trigynaea*. Contributions from the University of Michigan Herbarium 19: 259–263.
- Johnson, D.M. & Murray, N.A. 1995. Synopsis of the tribe Bocageae (Annonaceae), with revisions of *Cardiopetalum*, *Froesiodendron*, *Trigynaea*, *Bocagea*, and *Hornschurchia*. Brittonia 47(3): 248–319.
- Kessler, P.J.A. 1993. Annonaceae. In: Kubitzki K., Rohwer, J.G. & Bittrich, V. (eds.), The Families and Genera of Vascular Plants. II. Flowering plants. Dicotyledons. Magnoliid, Hamamelid and Caryophyllid families. Springer Verlag, Berlin. Pp. 93–129.
- Linnaeus, C. 1753. Species plantarum. Vol. 1. Imprensus Laurentii Salvii. Holmiae.
- Lobão, A.Q.; Araujo, D.S.D. & Kurtz, B.C. 2005. Annonaceae das restingas do Estado do Rio de Janeiro, Brasil. Rodriguésia 56(87): 85–96.
- Lobão, A.Q.; Mello-Silva, R.; Maas, P.J.M. & Forzza, R.C. 2011. Taxonomic and nomenclatural notes on *Guatteria australis* (Annonaceae). Phytotaxa 20: 33–46.
- Lobão, A.Q.; Mello-Silva, R. & Forzza, R.C. 2012. *Guatteria* (Annonaceae) da Floresta Atlântica brasileira. Rodriguésia 63(4): 1039–1064.
- Lopes, J.C. & Mello-Silva, R. 2014a. Annonaceae da Reserva Natural Vale, Linhares, Espírito Santo. Rodriguésia 65(3): 599–635.
- Lopes, J.C. & Mello-Silva, R. 2014b. Annonaceae. In: Kaehler, M.; Goldenberg, R.; Evangelista, P.H.L.; Ribas, O.S.; Vieira, A.O.S.; Hatschbach, G.G. (Org.). Plantas vasculares do Paraná. Universidade Federal do Paraná. Curitiba. Pp. 67.
- Lopes, J.C., Chatrou, L.W. & Mello-Silva, R. 2014. *Ephedranthus dimerus* (Annonaceae), a new species from the Atlantic Forest of Brazil and a key to the species of *Ephedranthus*. Brittonia 66(1): 70–74.
- Lopes, J.C.; Junikka, L. & Mello-Silva, R. 2013. *Oxandra unibracteata* (Annonaceae), a new species from the Atlantic Forest and a new synonym of *O. nitida*. Phytotaxa 84(1): 25–30.
- Maas, P.J.M. & Westra, L.Y.Th. 1985. Studies in Annonaceae II: A monograph of the genus *Anaxagorea* A.St.-Hil. Part 2. Botanische Jahrbücher für Systematik, Pflanzengeschichte und Pflanzengeographie 105(2): 145–204.
- Maas, P.J.M. & Westra, L.Y.Th. 1992. *Rollinia*. Flora Neotropica Monograph 57: 1–188.
- Maas, P.J.M. & Westra, L.Y.Th. 2003. Revision of the Neotropical genus *Pseudoxandra*. Blumea 48(2): 201–259.
- Maas, P.J.M. 1999. Studies in Annonaceae XXXVII. Monograph of *Duguetia*: preliminary notes II. Botanische Jahrbücher für Systematik, Pflanzengeschichte und Pflanzengeographie 121: 465–489.
- Maas, P.J.M.; Lobão, A. & Rainer, H., 2015. Annonaceae. In Lista de Espécies da Flora do Brasil. Jardim Botânico do Rio de Janeiro. Disponível em <http://floradobrasil.jbrj.gov.br/jabot/floradobrasil/FB110219>. Acesso em 20 de abril de 2015.
- Maas, P.J.M.; van de Kamer, H.M., Junikka, L.; Mello-Silva, R. & Rainer, H. 2002. Annonaceae from Central-eastern Brazil. Rodriguésia 52(80): 61–94. (“2001”).

- Maas, P.J.M.; Westra, L.Y.Th. & Chatrou, L.W. 2003. *Duguetia*. Flora Neotropica Monograph 88: 1–274.
- Maas, P.J.M.; Westra, L.Y.Th. & Vermeer, M. 2007. Revision of the Neotropical genera *Bocageopsis*, *Onychopetalum*, and *Unonopsis* (Annonaceae). *Blumea* 52(3): 413–554.
- Maas, P.J.M.; Westra, L.Y.Th.; Meijdam, N.A.J. & Van Tol, I.A.V., 1994. Studies in Annonaceae XV. A taxonomic revision of *Duguetia* A.F.C.P. de Saint-Hilaire sect. *Geanthemum* (R.E.Fries) R.E.Fries (Annonaceae). *Boletim do Museu Paraense Emilio Goeldi, Nova Serie, Botânica* 9(1): 31–58. (“1993”)
- Martius, C.F.P. 1841. Anonaceae. In: Martius, C.F.P. (ed.), *Flora brasiliensis*. Vol. 13(1), fasc. 2. C. Wolf. München.
- Murray, N.A. 1993. Revision of *Cymbopetalum* and *Porcelia* (Annonaceae). *Systematic Botany Monographs* 40: 1–121.
- Nees Von Esenbeck, C.G.D. 1821. Reisen des Prinzen von Neuwied. *Flora* 4(1): 294–304.
- Raddi, G. 1820. Quaranta piante nuove del Brasile raccolte e descritte. *Memoria di Matematica e di Fisica della Società Italiana del Scienze Residente in Modena, Parte contenente le Memorie di Fisica* 18(2): 382–414.
- Rainer, H. & Chatrou L.W. 2006. AnnonBase: world species list of Annonaceae – version 1.1, 12 Oct 2006. Available at: <http://www.sp2000.org> and <http://www.annonaceae.org>. Accessed 3 May 2015.
- Rainer, H. 2001. Nomenclatural and taxonomic notes on *Annona* (Annonaceae). *Annalen des Naturhistorischen Museums in Wien, Serie B, Botanik und Zoologie* 103: 513–524.
- Saint-Hilaire, A.F.C.P. 1824. *Flora Brasiliae meridionalis*. Vol. 1. A. Belin. Paris.
- Saint-Hilaire, A.F.C.P. 1828. *Plantes usuelles des brasiiliens*. Grimbert. Paris.
- Sandwith, N.Y. 1930. Contributions to the Flora of Tropical America III. Annonaceae collected by the Oxford University Expedition to British Guiana, 1929. *Bulletin of Miscellaneous Information (Royal Gardens, Kew)* 1930(10): 466–480.
- Schlechtendal, D.F.L. 1834. De Anonaceis Brasiliensibus Herbarii Regii Berolinensis. *Linnaea* 9: 315–331.
- Ter Steege, H.; Sabatier, D.; Castellanos, H.; Van Andel; T., Duivenvoorden, J.; Oliveira, A.A.; Ek, R.; Lilwah, L.; Maas, J.P.M. & Mori, S. 2000. An analysis of the floristic composition and diversity of Amazonian forests including those of the Guiana Shield. *Journal of Tropical Ecology* 16: 801–828.
- Thiers, B. [continuously updated]. *Index Herbariorum: A global directory of public herbaria and associated staff*. New York Botanical Garden’s Virtual Herbarium. <http://sweetgum.nybg.org/ih/>. Acesso em 20 de abril de 2015.
- Warming, E. 1873. *Symbolae ad floram Brasiliae Centralis cognoscendam* 16. *Videnskabelige Meddelelser fra Dansk Naturhistorisk Forening i Kjøbenhavn* 1873 (9–12): 142–161.

17

A FAMÍLIA ARACEAE NA RESERVA NATURAL VALE

Marcus A. Nadruz Coelho

INTRODUÇÃO

A família Araceae, pertencente à ordem Alismatales (monocotiledôneas), possui, como características principais, a presença de um espádice com flores uni ou bissexuais, subentendida por uma espata, ambas apoiadas num pedúnculo longo ou curto (Coelho, 2010). Apresenta uma notável diversidade morfológica, incluindo as menores angiospermas conhecidas (subfamília Lemnoideae) e uma das maiores estruturas vegetativas e reprodutivas (gênero *Amorphophallus*) (Henriques *et al.*, 2014).

A família está representada por 118 gêneros e, aproximadamente, 3.500 espécies (Boyce & Croat, 2011) com ampla distribuição, sendo predominantemente tropical, com cerca de 10% dos gêneros estendendo-se às zonas temperadas do norte. No Brasil, está representada por 36 gêneros e 477 espécies (Coelho *et al.*, 2014), sendo encontrada em todo o território brasileiro, apresentando uma ampla variação ecológica, ocorrendo em diversas formações vegetais como florestas, restingas, campos e afloramentos rochosos, sendo mais abundante nas regiões de Floresta Ombrófila Densa (Coelho *et al.*, 2009; 2012).

Na região Sudeste, as espécies de Araceae somam 24 gêneros e 196 espécies, compreendendo 66,7% e 41,1%, respectivamente, do total para o

Brasil, sendo os estados do Rio de Janeiro e Espírito Santo mais representativos. O Espírito Santo possui 15 gêneros e 77 espécies, distribuídas nos diversos tipos vegetacionais do estado, sendo *Anthurium* e *Philodendron* os mais numerosos (Coelho *et al.*, 2014).

A Reserva Natural Vale possui 25% da cobertura florestal natural existente no Espírito Santo e vem sendo objeto de pesquisa em botânica nos últimos 30 anos, cujos resultados mostram uma área de alta diversidade específica e rica em endemismos (Peixoto *et al.*, 2008).

AS ARACEAE DA RNV

Os primeiros registros da família Araceae na área da Reserva datam da década de 1970, sendo que a partir de 2002 foram intensificados. Com o levantamento, num primeiro momento através da consulta a diversos herbários do Espírito Santo e Rio de Janeiro, contabilizou-se oito gêneros e 28 espécies. A partir de um esforço de coleta nas diversas formações vegetais encontradas, com registros fotográficos de partes vegetativas e/ou reprodutivas e georeferenciamento com ajuda de GPS, o número total de espécies para a família evoluiu para 37 distribuídas em 11 gêneros (Tabela 1), onde *Anthurium* e *Philodendron*, cada um com 13 espécies, são os mais representativos.

Do total de espécies ocorrentes na Reserva,

Tabela 1: Relação de espécies de Araceae ocorrentes na Reserva Natural Vale.

Espécies
<i>Anthurium ianthinopodum</i> (Schott ex Engler) Nadruz & Mayo
<i>Anthurium intermedium</i> Kunth
<i>Anthurium parasiticum</i> (Vell.) Stellfeld
<i>Anthurium pentaphyllum</i> (Aubl.) G. Don var. <i>pentaphyllum</i>
<i>Anthurium queirozianum</i> Nadruz
<i>Anthurium radicans</i> K. Koch & Haage
<i>Anthurium raimundii</i> Mayo, Haigh & Nadruz
<i>Anthurium ribeiroi</i> Nadruz
<i>Anthurium riococense</i> Nadruz
<i>Anthurium siqueirae</i> Nadruz
<i>Anthurium scandens</i> (Aubl.) Engl. ssp. <i>scandens</i>
<i>Anthurium solitarium</i> Schott
<i>Anthurium zeneidae</i> Nadruz
<i>Asterostigma lombardii</i> E.G. Gonçalves
<i>Dracontioides desciscens</i> (Schott) Engler
<i>Heteropsis salicifolia</i> Kunth
<i>Heteropsis rigidifolia</i> Engl.
<i>Lemna aequinoctiales</i> Welw.
<i>Monstera adansonii</i> subsp. <i>klotzschiana</i> (Schott) Mayo & I.M. Andrade
<i>Monstera praetermissa</i> E.G. Gonçalves
<i>Montrichardia linifera</i> (Arruda da Câmara) Schott
<i>Philodendron blanchetianum</i> Schott
<i>Philodendron follii</i> Nadruz
<i>Philodendron fragrantissimum</i> (Hook) G. don
<i>Philodendron hederaceum</i> var. <i>hederaceum</i> (Jacq.) Schott
<i>Philodendron ochrostemon</i> Schott
<i>Philodendron ornatum</i> Schott
<i>Philodendron paludicola</i> E.G. Gonçalves & Salvini
<i>Philodendron pedatum</i> (Hook.) Kunth
<i>Philodendron rudgeanum</i> Schott
<i>Philodendron ruthianum</i> Nadruz
<i>Philodendron speciosum</i> Schott ex Endl.
<i>Philodendron stenolobum</i> E.G. Gonçalves
<i>Philodendron</i> aff. <i>vargaltense</i> Sakuragui
<i>Rhodospatha latifolia</i> Poepp.
<i>Syngonium vellozianum</i> Schott
<i>Wolffiella neotropica</i> Landolt

sete foram descritas recentemente (*Anthurium queirozianum*, *A. ribeiroi*, *A. riococense*, *A. siqueirae*, *A. zeneidade*, *Philodendron follii* e *P. ruthianum*), sendo que, com exceção de *Philodendron ruthianum*, todas são exclusivas da Reserva, mostrando ser a área rica em biodiversidade e endemismos.

Em relação ao status de conservação das espécies ocorrentes na Reserva, segundo os critérios da IUCN, as sete espécies recentemente descritas

e relacionadas acima, são consideradas Em Perigo (EN). As espécies aquáticas *Lemna aequinoctiales* e *Wolffiella neotropica* são ocorrências novas para a área estudada.

A maioria das espécies possui hábito herbáceo, com exceção de *Philodendron speciosum*, que é arborecente (possui caule fibroso). Em relação à forma de vida, a família na Reserva é bem variável, podendo ocorrer como aquática (*Lemna*

e *Wolffiella*), helófitas (*Dracontioides*, *Montrichardia* e *Philodendron*), geófitas (*Asterostigma*), terrestres (*Anthurium*), hemiepífitas (*Heteropsis*, *Monstera*, *Philodendron*, *Rhodospatha* e *Syngonium*) e epífitas (*Anthurium*). Nota-se o grande número de gêneros (cerca de 55%) de hemiepífitas e epífitas, indicando ser a floresta da Reserva predominantemente úmida.

Com exceção de *Anthurium pentaphyllum* var. *pentaphyllum*, *A. solitarium*, *Monstera adansonii* subsp. *klotzschiana*, *Philodendron hederaceum* var. *hederaceum*, *P. ochrostemon*, *P. pedatum* e *Syngonium vellozianum*, todas as demais espécies são indicadoras de biodiversidade ao se desenvolverem, principalmente, em áreas remanescentes, não tolerando áreas degradadas.

A família se distribui nas quatro formações vegetais encontradas na Reserva, que são: Floresta Alta, Floresta de Muçununga, Floresta Permanentemente ou sazonalmente inundada (brejo, floresta de várzea e mata ciliar) e campo nativo.

Comparando esses resultados com outros trabalhos de inventários da família em Unidades de Conservação, a Reserva Natural Vale é considerada de extrema riqueza. No Parque Estadual do Rio Doce e no Parque Estadual do Ibitipoca, ambos em Minas Gerais, a família Araceae é representada por 13 espécies em oito gêneros e 10 espécies em três gêneros, respectivamente (Temponi *et al.*, 2005, 2012).

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Boyce, P. C. & Croat, T. B. 2011. The Überlist of Araceae, Totals for Published and Estimated Number of Species in Aroid Genera. <http://www.aroid.org/genera/140601uberlist.pdf>.
- Coelho, M.A.N.; Sakuragui, C.M.; Gonçalves, E.G.; Temponi, L.G. & Valadares, R.T. 2009. Araceae. In: Stehmann, J.R.; Forzza, R.C.; Salino, A.; Sobral, M.; Costa, D. P. & Kamino, L.H.Y. (eds.). Plantas da Floresta Atlântica. Jardim Botânico do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro. Pp. 141-145.
- Coelho, M.A.N. 2010. A família Araceae na Reserva Natural Vale, Linhares, Espírito Santo, Brasil. Bol. Mus. Biol. Mello Leitão (N. Sér.) 28:41-87.
- Coelho, M.A.N. 2012. Araceae. In: Inventário Florístico Florestal de Santa Catarina, volume 1: 282-284.
- Coelho, M.A.N.; Sakuragui, C.M.; Mayo, S.; Soares, M.L.; Temponi, L.G.; Calazans, L.S.B.; Gonçalves, E.G.; Andrade, I.M. de; Pontes, T.A. 2014. Araceae. In: Lista de Espécies da Flora do Brasil. Jardim Botânico do Rio de Janeiro. Disponível em: <<http://reflora.jbrj.gov.br/jabot/floradobrasil/FB51>>. Acesso em: 04 Set.
- Henriquez, C.L.; Arias, T. *et al.* 2014. Phylogenomics of the plant Family Araceae. Molecular phylogenetics and evolution 75(2014): 91-102.
- Peixoto, A.L.; Silva, I.M.; Pereira, O.J.; Simonelli, M.; Jesus, R.M. & Rolim, S.G. 2008. Tabuleiro forests north of Rio Doce: Their representation in the Vale do Rio Doce Natural Reserve, Espírito Santo, Brazil, in: The atlantic coastal forest of northeastern Brazil: 319-350.
- Temponi, L.G.; Garcia, F.C.P.; Sakuragui, C.M. & Carvalho-Okano, R.M. 2005. Diversidade morfológica e formas de vida das Araceae no Parque Estadual do Rio Doce, Minas Gerais. Rodriguesia 56(88): 1-13.
- Temponi, L.G.; Poli, L.P.; Sakuragui, C.M. & Coelho, M.A.N. 2012. Araceae do Parque Estadual do Ibitipoca, Minas Gerais, Brasil. Rodriguesia 63(4): 957-969.



Avicularia sooretama Bertani & Fukushima, 2009.
Identificada por Pedro H. Martins.



PARTE IV
FAUNA DE INVERTEBRADOS

18

DIVERSIDADE E DISTRIBUIÇÃO
DE ARANHAS NA RESERVA
NATURAL VALEAdalberto J. Santos, Antonio D. Brescovit & João Vasconcellos-
Neto**INTRODUÇÃO**

Aranhas estão entre os animais mais conspicuos do planeta. Elas podem ser encontradas basicamente em todos os ecossistemas terrestres, em todos os continentes (exceto a Antártida), frequentemente em alta abundância. Além de serem facilmente reconhecíveis (qualquer pessoa consegue reconhecer uma aranha), elas estão também entre os animais mais admirados, por sua habilidade em construir teias elaboradas (Viera *et al.*, 2007), quanto temidos, por serem quase todas peçonhentas (Foelix, 2010). Elas estão também entre os mais diversificados grupos de animais, compreendendo atualmente 45.388 espécies (World Spider Catalog, 2015), com mais 3.200 espécies conhecidas somente para o Brasil (Brescovit *et al.*, 2011). Entretanto, esses números constituem apenas uma fração das espécies existentes na natureza, como mostram inúmeros estudos recentes que descrevem dezenas de espécies desconhecidas para a ciência (p. ex. Levi, 1988; Rheims & Brescovit, 2009; Huber, 2015). A alta abundância e ampla distribuição das aranhas no planeta fazem deste grupo um componente chave das cadeias alimentares terrestres: aranhas são predadoras e têm grande importância no controle de populações de suas presas, principalmente insetos, incluindo pragas agrícolas (Romero, 2007). Assim, as aranhas se encaixam perfeitamente no conceito de táxon megadiversificado: um grupo taxonômico rico em espécies, com ampla distribuição e com alta

importância ecológica.

Tendo em vista sua importância ecológica e alta diversidade, seria esperado que aranhas fossem muito bem conhecidas pela ciência. Contudo, o conhecimento atual sobre o grupo deixa a desejar em vários aspectos. No que se refere à sistemática, a ciência responsável pela descrição e classificação dos seres vivos, aranhas são ainda pouco conhecidas, já que, como mencionado acima, a quantidade de espécies ainda não descritas parece realmente muito alta. Mas o grupo é também pouco estudado em relação a vários aspectos de sua história natural, como alimentação, escolha de habitat e comportamento reprodutivo. Apesar da escassez de conhecimento sobre o grupo, ele é atualmente reconhecido por sua importância como modelo científico para compreender a evolução da vida no planeta e o funcionamento dos ecossistemas terrestres (Penney, 2013). Do ponto de vista ecológico, em particular, aranhas são apontadas como um modelo interessante para inventários de fauna (Coddington *et al.*, 1991) e como indicadores de perturbações ambientais (Uehara-Prado *et al.*, 2009).

Dentre os ecossistemas brasileiros, a Mata Atlântica é um dos mais ameaçados (Fonseca *et al.*, 2004), mas também o melhor conhecido, em termos relativos, quanto à sua biodiversidade. Isto não é diferente para as aranhas: dentre os biomas do Brasil, a Mata Atlântica é o que apresenta maior densidade de registros de ocorrência de espécies de aranhas (Oliveira, 2011). Isto é especialmente

evidente quando comparamos este bioma a, por exemplo, a Amazônia (Oliveira, 2011; Oliveira *et al.*, 2015) ou à Caatinga (Carvalho *et al.*, 2014), que apresentam mais de 50% de seu território sem registros de espécies de aranhas. Apesar desta vantagem comparativa, a fauna de aranhas da Mata Atlântica está longe de ser plenamente conhecida, e não é difícil encontrar espécies não descritas, ou desconhecidas para este bioma, em coletas de campo (p. ex. Huber, 2015). Assim, a Mata Atlântica ainda requer muito esforço de coleta e estudos de taxonomia para que sua fauna de aranhas seja satisfatoriamente conhecida.

Alguns anos atrás, os autores deste capítulo decidiram concentrar esforços para conhecer um pouco melhor a fauna de aranhas de uma região pouco explorada da Mata Atlântica, as Florestas de Tabuleiro do Espírito Santo (veja Peixoto & Silva, 1997). Assim, desenvolvemos um projeto de inventário intensivo na Reserva Natural Vale, que resultou na dissertação de mestrado do primeiro autor (Santos, 1999). Neste projeto, procuramos combinar estratégias de estudo comumente empregadas por ecólogos e taxonomistas para conhecer um pouco mais sobre a diversidade desta importante área de preservação da Mata Atlântica. Para isto, desenvolvemos um protocolo de coletas que permitisse avaliar de forma quantitativa a diversidade de aranhas da área, mas que ao mesmo tempo resultasse em uma amostragem ampla das espécies existentes ali. Nosso objetivo neste estudo foi não apenas listar as espécies de aranhas presentes na Reserva, e obviamente tornar amostras dessas espécies disponíveis em coleções científicas, mas também compreender o que essa diversidade representa se comparada a outras áreas da Mata Atlântica. Também nos interessamos em descrever a variação na distribuição das espécies de aranhas da reserva entre os diferentes ecossistemas típicos da região, assim como sua variação ao longo das estações do ano. Neste capítulo, descrevemos em termos gerais os resultados obtidos neste projeto, mas mais detalhes podem ser encontrados em Santos (1999).

COMO FOI FEITO O ESTUDO

Neste projeto, procuramos amostrar aranhas nos três principais ecossistemas florestais presentes no

norte do Espírito Santo e preservados na Reserva Natural Vale:

1. **Campo Nativo** – Trata-se de uma formação vegetal semelhante à Restinga, com solo arenoso e vegetação formada principalmente por gramíneas e arbustos (Peixoto & Silva, 1997). Neste estudo amostramos uma área conhecida como Nativo do Paraju, localizada, em sua maior parte, fora da Reserva.
2. **Mata de Tabuleiro** – Este tipo de vegetação é formado por matas altas, com sub-bosque não muito fechado, ricas em cipós, e que crescem sobre solos argilosos (Peixoto & Gentry, 1990; Peixoto *et al.*, 2008). Nossas coletas foram realizadas em duas áreas representativas deste ecossistema, junto à Estrada do Flamengo e próximo ao viveiro de mudas.
3. **Muçununga** – Esta vegetação ocorre em manchas, sobre solos ricos em areia, apresentam menor biomassa, menor altura do dossel e menor diversidade florística que as Matas de Tabuleiro, mas abrigam espécies endêmicas (Jesus, 1988; Peixoto & Silva, 1997). Realizamos nossas coletas de aranhas em duas áreas de Muçununga, junto à estrada do Flamengo e junto à Estrada do Roxinho.

Nosso principal objetivo neste projeto foi coletar o maior número possível de espécies de aranhas presentes na Reserva, e para isto combinamos métodos de coleta que permitem amostrar grupos de aranhas que ocorrem em diferentes micro-habitat. Assim, realizamos coletas diurnas, utilizando guarda-chuvas entomológicos, e coletas manuais noturnas. Esses métodos são comumente usados por taxonomistas para coletar aranhas na natureza, e são sabidamente muito eficientes. Entretanto, para que nossos resultados fossem comparáveis a outros estudos, sabíamos que seria necessário medir o nosso esforço amostral já que, como já foi amplamente demonstrado, quanto mais se coleta em uma área, mais espécies são encontradas (Santos *et al.*, 2007). Além disso, para que fosse possível analisar estatisticamente nossos resultados, precisaríamos de um desenho amostral apropriado, com réplicas de esforço amostral similar. Assim, todas as nossas coletas foram divididas em amostras, conforme a descrição a seguir:

- **Coletas diurnas.** Coletamos aranhas durante o dia, especificamente entre 8:00 e 11:30, usando guarda-chuvas entomológicos. Este instrumento consiste em uma armação de madeira em forma de cruz, que sustenta um lençol de tecido branco quadrado, com um metro de lado. Este lençol é mantido sob arbustos e ramos de plantas, que são agitados através de golpes repetidos com um bastão de madeira. Com a agitação, aranhas e outros artrópodes presentes na vegetação caem sobre o lençol, e podem ser capturados. Definimos como cada amostra de coleta diurna um conjunto de 20 arbustos ou ramos diferentes amostrados por um mesmo coletor.
- **Coletas noturnas.** Muitas espécies de aranhas são ativas apenas à noite, permanecendo durante o dia em abrigos, frequentemente inacessíveis. Para capturar essas aranhas, realizamos sessões de coleta noturna, sempre entre as 21:00 e 1:30. Nessas sessões, cada coletor procurava aranhas na folhagem, sobre troncos de árvores e sobre o solo, com auxílio de lanternas fixas à cabeça (deixando as mãos livres). Para padronizar o esforço amostral, dividimos as coletas noturnas em amostras realizadas ao longo de linhas (delimitadas por barbantes) de 30 metros de comprimento, percorridas duas vezes (ida e volta) por uma dupla de coletores. As parcelas foram dispostas paralelamente, a no mínimo 20 metros uma da outra.

Todas as aranhas coletadas foram preservadas em álcool etílico a 70% para posterior exame em laboratório, identificação e preservação na coleção de aranhas do Instituto Butantan (São Paulo). Entretanto, sabíamos desde o início que não seria possível identificar todos os indivíduos coletados, porque a distinção entre espécies de aranhas se baseia principalmente na estrutura dos órgãos genitais de machos e fêmeas. Uma vez que as estruturas reprodutivas externas estão presentes apenas nos indivíduos adultos, não é possível determinar espécies de aranhas com base em juvenis. Como consequência, 76% dos indivíduos coletados foram excluídos de nossas análises. Para minimizar este problema, e tendo em vista que espécies diferentes poderiam apresentar indivíduos

adultos apenas em determinadas estações do ano, realizamos duas expedições de coleta na Reserva: a primeira na estação seca (de 21 a 25 de julho de 1997) e outra na estação chuvosa (entre 9 e 14 de janeiro de 1998).

Como descrito acima, o trabalho de campo deste projeto se concentrou em 10 dias de coletas intensivas (com a preciosa ajuda de vários colegas). Por outro lado, o exame e identificação do material coletado custaram mais de um ano de trabalho em laboratório, envolvendo dois membros da equipe. Nossos objetivos nesse projeto incluíam responder a perguntas como “quantas espécies de aranhas ocorrem na Reserva?” ou “quantas espécies ocorrem em cada uma das formações vegetais amostradas?”. Para responder a essas perguntas, foi necessário, em primeiro lugar, separar todas as aranhas adultas coletadas em espécies, através de comparações cuidadosas de sua morfologia (particularmente dos órgãos genitais). Felizmente, a distinção entre espécies de aranhas não é particularmente difícil, pelo menos se comparada a outros artrópodes, o que torna este grupo bastante interessante para estudos de biodiversidade (Beatie & Oliver, 1994). Uma vez que todas as aranhas foram separadas em espécies, nos esforçamos para determinar todas no menor nível taxonômico possível. Isto significa que todas as espécies foram determinadas em família, mas para muitas delas não foi possível determinar a espécie, ou mesmo o gênero. Isto é uma consequência da escassez de conhecimento taxonômico para o grupo e da grande quantidade de espécies ainda não descritas existentes na natureza. Na verdade, como será comentado abaixo, as aranhas coletadas neste projeto continuam sendo estudadas, e descritas, por taxonomistas.

NOSSAS DESCOBERTAS

Somando as duas expedições de coleta, conseguimos reunir 252 amostras (176 diurnas e 76 noturnas), que resultaram em 5.775 aranhas coletadas. Entretanto, deste total apenas 1.982 (34%) eram adultas, e foram consideradas nas análises. Essas aranhas adultas foram separadas em 287 espécies, pertencentes a 34 famílias. Dentre todas as espécies coletadas, apenas 80 foram

determinadas, o que mostra o quão preliminar ainda é nosso conhecimento taxonômico sobre aranhas (note que muitas espécies foram posteriormente descritas em estudos taxonômicos – Tabela 1).

Tabela 1: Lista de aranhas coletadas e número de indivíduos em três formações vegetais na Reserva Natural Vale em 1997 e 1998 (Santos, 1999). São listadas abaixo apenas espécies determinadas taxonomicamente.

Família	Espécie	Mata de Tabuleiro	Muçununga	Nativo
Anyphaenidae	<i>Iguarima censoria</i> (Keyserling, 1891)	8	0	0
Anyphaenidae	<i>Jessica sergipana</i> Brescovit, 1999	0	0	1
Anyphaenidae	<i>Umuara fasciata</i> (Blackwall, 1862)	0	0	23
Araneidae	<i>Acacesia hamata</i> (Hentz, 1847)	10	1	11
Araneidae	<i>Alpaida delicata</i> (Keyserling, 1892)	4	1	0
Araneidae	<i>Alpaida tabula</i> (Simon, 1895)	1	0	0
Araneidae	<i>Alpaida truncata</i> (Keyserling, 1865)	1	0	0
Araneidae	<i>Araneus tijuca</i> Levi, 1991	1	0	0
Araneidae	<i>Araneus venatrix</i> (C.L. Koch, 1838)	66	22	0
Araneidae	<i>Araneus vincibilis</i> (Keyserling, 1893)	1	3	0
Araneidae	<i>Argiope argentata</i> (Fabricius, 1775)	0	1	5
Araneidae	<i>Cyclosa tapetifaciens</i> Hingston, 1932	5	0	3
Araneidae	<i>Hypognatha belem</i> Levi, 1996	4	0	0
Araneidae	<i>Kapogea cyrtophoroides</i> (F.O. Pickard-Cambridge, 1904)	0	1	0
Araneidae	<i>Mangora itatiaia</i> Levi, 2007	4	0	0
Araneidae	<i>Manogea porracea</i> (C.L. Koch, 1838)	4	7	0
Araneidae	<i>Metazygia levii</i> Santos, 2003	0	0	2
Araneidae	<i>Micrathena acuta</i> (Walckenaer, 1841)	2	0	0
Araneidae	<i>Micrathena annulata</i> Reimoser, 1917	8	3	0
Araneidae	<i>Micrathena armigera</i> (C.L. Koch, 1837)	1	0	0
Araneidae	<i>Micrathena aureola</i> (C.L. Koch, 1836)	9	1	0
Araneidae	<i>Micrathena evansi</i> Chickering, 1960	0	1	0
Araneidae	<i>Micrathena fissispina</i> (C.L. Koch, 1836)	5	3	0
Araneidae	<i>Micrathena lata</i> Chickering, 1960	1	0	0
Araneidae	<i>Micrathena lindenbergi</i> Mello-Leitão, 1940	2	0	0
Araneidae	<i>Micrathena macfarlanei</i> Chickering, 1961	2	2	0
Araneidae	<i>Micrathena schreibersi</i> (Perty, 1833)	3	2	0
Araneidae	<i>Parawixia kochi</i> (Taczanowski, 1873)	2	3	0
Araneidae	<i>Parawixia monticola</i> (Keyserling, 1892)	2	0	0
Araneidae	<i>Parawixia velutina</i> (Taczanowski, 1878)	3	3	1
Clubionidae	<i>Elaver brevipes</i> (Keyserling, 1891)	1	4	0
Ctenidae	<i>Ctenus medius</i> Keyserling, 1891	3	0	0
Ctenidae	<i>Ctenus ornatus</i> (Keyserling, 1877)	18	11	0
Ctenidae	<i>Ctenus paubrasil</i> Brescovit & Simó, 2007	0	0	2
Ctenidae	<i>Ctenus vehemens</i> Keyserling, 1891	35	7	0
Ctenidae	<i>Enoploctenus cyclothorax</i> (Bertkau, 1880)	1	0	0
Ctenidae	<i>Isoctenus coxalis</i> (F.O. Pickard-Cambridge, 1902)	5	7	0
Ctenidae	<i>Isoctenus foliifer</i> Bertkau, 1880	2	1	0
Ctenidae	<i>Parabatinga brevipes</i> (Keyserling, 1891)	0	0	3
Ctenidae	<i>Phoneutria pertyi</i> (F.O. Pickard-Cambridge, 1897)	2	2	0
Eutichuridae	<i>Cheiracanthium inclusum</i> (Hentz, 1847)	0	0	7
Gnaphosidae	<i>Zimiromus montenegro</i> Buckup & Brescovit, 1993	3	0	0
Hersilliidae	<i>Neotama cunhabebe</i> Rheims & Brescovit, 2004	1	0	0

Família	Espécie	Mata de Tabuleiro	Muçununga	Nativo
Hersiliidae	<i>Ypyuera crucifera</i> (Vellard, 1924)	1	0	0
Linyphiidae	<i>Sphecozone venialis</i> (Keyserling, 1886)	12	4	0
Lycosidae	<i>Aglaoctenus castaneus</i> (Mello-Leitão, 1942)	10	1	0
Nephilidae	<i>Nephila clavipes</i> (Linnaeus, 1767)	13	19	0
Oxyopidae	<i>Oxyopes salticus</i> Hentz, 1845	0	0	1
Oxyopidae	<i>Peucetia flava</i> Keyserling, 1877	0	0	96
Pholcidae	<i>Mesabolivar cyaneotaeniatus</i> (Keyserling, 1891)	2	0	0
Pholcidae	<i>Metagonia bifida</i> Simon, 1893	0	7	0
Pisauridae	<i>Architis spinipes</i> (Taczanowski, 1874)	0	2	0
Pisauridae	<i>Architis tenuis</i> Simon, 1898	65	32	0
Salticidae	<i>Coryphasia fasciventris</i> (Simon, 1902)	1	4	0
Salticidae	<i>Chira lanei</i> Soares & Camargo, 1948	3	1	0
Salticidae	<i>Chira lucina</i> Simon, 1902	0	0	26
Salticidae	<i>Corythalia vervloeti</i> Soares & Camargo, 1948	0	1	0
Salticidae	<i>Eustromastix bahiensis</i> Galiano, 1979	2	0	0
Salticidae	<i>Hypaeus flavipes</i> Simon, 1900	0	2	0
Salticidae	<i>Hypaeus frontosus</i> Simon, 1900	1	0	0
Salticidae	<i>Maeota dicrura</i> Simon, 1901	0	1	0
Salticidae	<i>Mago fonsecai</i> Soares & Camargo, 1948	1	10	0
Salticidae	<i>Martella utingae</i> (Galiano, 1967)	4	4	0
Salticidae	<i>Scopocira cepa</i> Costa & Ruiz, 2014	25	5	0
Salticidae	<i>Scopocira tenella</i> Simon, 1900	1	0	0
Salticidae	<i>Vinnius subfasciatus</i> (C.L. Koch, 1846)	1	1	0
Scytodidae	<i>Scytodes lineatipes</i> Taczanowski, 1874	2	0	0
Senoculidae	<i>Senoculus gracilis</i> (Keyserling, 1879)	1	2	0
Sparassidae	<i>Caayguara ajuba</i> Rheims, 2010	12	11	0
Sparassidae	<i>Caayguara apiaba</i> Rheims, 2010	0	1	0
Sparassidae	<i>Dermochrosia maculatissima</i> Mello-Leitão, 1940	1	0	0
Synotaxidae	<i>Synotaxus longicaudatus</i> (Keyserling, 1891)	2	0	0
Tetragnathidae	<i>Dolichognatha pinheiral</i> Brescovit & Cunha, 2001	3	1	0
Theridiidae	<i>Argyrodes elevatus</i> Taczanowski, 1873	0	1	0
Theridiidae	<i>Ariamnes attenuatus</i> O. Pickard-Cambridge, 1881	26	12	0
Theridiidae	<i>Chryso albomaculata</i> O. Pickard-Cambridge, 1882	1	1	0
Theridiidae	<i>Chryso pulcherrima</i> (Mello-Leitão, 1917)	0	2	0
Theridiidae	<i>Cryptachaea isana</i> (Levi, 1963)	30	2	0
Theridiidae	<i>Cryptachaea rioensis</i> (Levi, 1963)	0	1	3
Theridiidae	<i>Dipoena atlantica</i> Chickering, 1943	6	1	0
Theridiidae	<i>Dipoena niteroi</i> Levi, 1963	0	7	0
Theridiidae	<i>Dipoena santacatarinae</i> Levi, 1963	2	3	0
Theridiidae	<i>Dipoena tiro</i> Levi, 1963	1	0	0
Theridiidae	<i>Faiditus acuminatus</i> (Keyserling, 1891)	5	7	0
Theridiidae	<i>Faiditus alticeps</i> (Keyserling, 1891)	0	1	0
Theridiidae	<i>Faiditus caudatus</i> (Taczanowski, 1874)	0	6	0
Theridiidae	<i>Janula erythrophthalma</i> (Simon, 1894)	1	3	0
Theridiidae	<i>Janula salobrensis</i> (Simon, 1895)	4	1	0
Theridiidae	<i>Neopisinus longipes</i> (Keyserling, 1884)	1	7	0
Theridiidae	<i>Neospintharus rioensis</i> (Exline & Levi, 1962)	0	1	0
Theridiidae	<i>Parasteatoda nigrovittata</i> (Keyserling, 1884)	0	1	0
Theridiidae	<i>Phoroncidia moyobamba</i> Levi, 1964	3	1	0
Theridiidae	<i>Rhomphaea procera</i> (O. Pickard-Cambridge, 1898)	13	12	0

Família	Espécie	Mata de Tabuleiro	Muçununga	Nativo
Theridiidae	<i>Thymoites anicus</i> Levi, 1964	7	0	0
Theridiidae	<i>Tidarren haemorrhoidale</i> (Bertkau, 1880)	2	0	0
Thomisidae	<i>Stephanopis colatinae</i> Soares & Soares, 1946	0	1	0
Thomisidae	<i>Titidius dubitatus</i> Soares & Soares, 1946	0	12	0
Thomisidae	<i>Titidius urucu</i> Esmerio & Lise, 1996	10	6	0
Thomisidae	<i>Tobias paraguayensis</i> Mello-Leitão, 1929	3	0	0
Uloboridae	<i>Philoponella fasciata</i> (Mello-Leitão, 1917)	6	0	0
Uloboridae	<i>Philoponella vittata</i> (Keyserling, 1881)	18	1	0
Uloboridae	<i>Zosis geniculata</i> (Olivier, 1789)	1	0	0

O primeiro aspecto que chama a atenção em nossos resultados é a imensa variação de abundância entre as espécies (Figura 1). Apenas algumas espécies foram realmente abundantes em nossas amostras, com destaque para *Nephila clavipes* (Nephilidae) e *Peucetia flava* (Oxyopidae), que foram representadas por 182 e 113 indivíduos, respectivamente. Por outro lado, 97 espécies foram representadas por apenas um indivíduo coletado. Embora este quadro possa parecer impressionante, ele seria esperado quando se consideram outros estudos de diversidade de artrópodes nos trópicos. Para a imensa maioria dos grupos realmente diversificados é normal observar um padrão de distribuição de abundâncias extremamente enviesado, com muitas espécies raras e poucas (ou pouquíssimas) espécies comuns (Coddington *et al.*, 2009). Além disso, ao contrário do que se poderia supor, aumentar o esforço amostral (ou seja, voltar ao campo e coletar mais) não altera significativamente este padrão. Se, por um lado, com mais coletas é possível obter mais indivíduos das espécies raras, por outro mais e mais espécies raras são encontradas (Novotný & Basset, 2000). Diferentes estudos sugerem que a alta raridade de espécies tropicais estaria ligada tanto a falhas de amostragem quanto a características intrínsecas das comunidades tropicais. Muitas espécies seriam raras em inventários por que os métodos empregados não amostram apropriadamente seus microhabitats preferidos (Novotný & Basset, 2000). Por outro lado, é possível que a densidade de muitas espécies seja realmente muito baixa, o que reduz significativamente a probabilidade de que sejam detectadas em inventários (Coddington *et al.*, 2009).



Figura 1: Distribuição de abundâncias das espécies de aranhas coletadas na Reserva Natural Vale. O gráfico mostra as espécies dispostas no eixo X, da mais para a menos abundante, com sua abundância observada no eixo Y. Esta figura mostra que pouquíssimas espécies coletadas se mostraram abundantes, e que uma proporção significativa das espécies coletadas são extremamente raras.

O número de espécies que conseguimos coletar em nossas expedições pode parecer impressionante, à primeira vista, mas temos indícios muito confiáveis de que ainda há muitas espécies na Reserva que não foram coletadas. Isto fica evidente na Figura 2, que mostra o acúmulo de espécies obtidas na Reserva à medida que se aumenta o esforço amostral. O gráfico mostrado na figura, normalmente conhecido como “curva de acumulação de espécies” ou “curva do coletor” é usado para mostrar o quanto um inventário de biodiversidade teria se aproximado de coletar todas as espécies de um determinado local. Uma vez que a curva simplesmente não atinge um ponto de estabilidade, a partir do qual o número de espécies não aumenta com o número de amostras, podemos concluir que nosso inventário amostrou apenas parte das espécies de aranhas presentes na Reserva.

De fato, aplicando-se alguns métodos de extrapolação estatística sobre nossos resultados (veja detalhes em Santos, 1999; 2003a), concluímos que o conjunto de áreas amostradas dentro da Reserva deve conter pelo menos (mas certamente mais que) 531 espécies. Esses resultados, assim como outros obtidos em inúmeros estudos de diversidade de aranhas em ambientes tropicais (Santos *et al.*, 2007; Azevedo *et al.*, 2014) mostram que é virtualmente impossível coletar todas as espécies de uma localidade. Todavia, existem métodos estatísticos que permitem, pelo menos, estimar o esforço amostral necessário para obter amostras minimamente aceitáveis em inventários (Azevedo *et al.*, 2014).

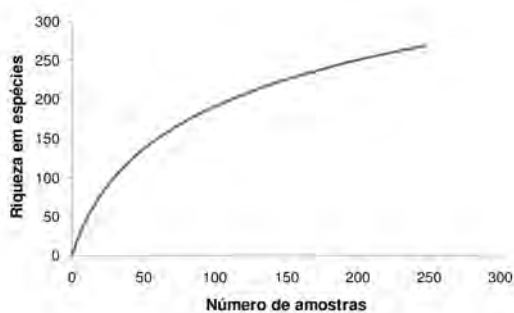


Figura 2: Curva de acumulação de espécies de aranhas coletadas na Reserva Natural Vale. Este gráfico ilustra o aumento no número de espécies com o aumento do esforço de coleta, mensurado pelo número de amostras (diurnas e noturnas). A curva mostra que, a despeito de todos os esforços de coleta, a quantidade de espécies presentes na Reserva é muito maior que o observado.

Comparando-se as três formações vegetais amostradas, percebemos que a Mata de Tabuleiro e a Muçununga abrigam um número próximo de espécies, significativamente acima daquele observado para o Nativo. Isto é evidente mesmo considerando-se que nossos esforços de campo não foram capazes de coletar todas as espécies em nenhum dos ecossistemas que amostramos (Figura 3A). Da mesma forma, o número de espécies coletadas não diferiu entre as duas estações do ano, considerando-se um mesmo recorte de esforço amostral (Figura 3B). Mais que mostrar apenas diferenças de riqueza em espécies, nossos objetivos nesse projeto envolviam determinar a distribuição das espécies

entre os ecossistemas e as épocas de coleta. Em outras palavras, nos interessava determinar, por exemplo, se as 31 espécies do Nativo poderiam ser também encontradas na Mata de Tabuleiro ou na Muçununga. A forma mais simples de descrever as diferenças de composição em espécies entre os ecossistemas seria simplesmente contar o número de espécies exclusivas de cada um e de espécies compartilhadas entre eles. De fato, cada uma das formações vegetais apresenta espécies únicas, que não foram coletadas nas demais (Figura 4). Além disso, percebemos também que o número de espécies amostradas tanto na Mata de Tabuleiro quanto na Muçununga foi bem maior que o número de espécies compartilhadas entre qualquer desses ecossistemas e o Nativo (Figura 4). O número de espécies encontradas simultaneamente nos três ecossistemas foi ainda mais baixo.

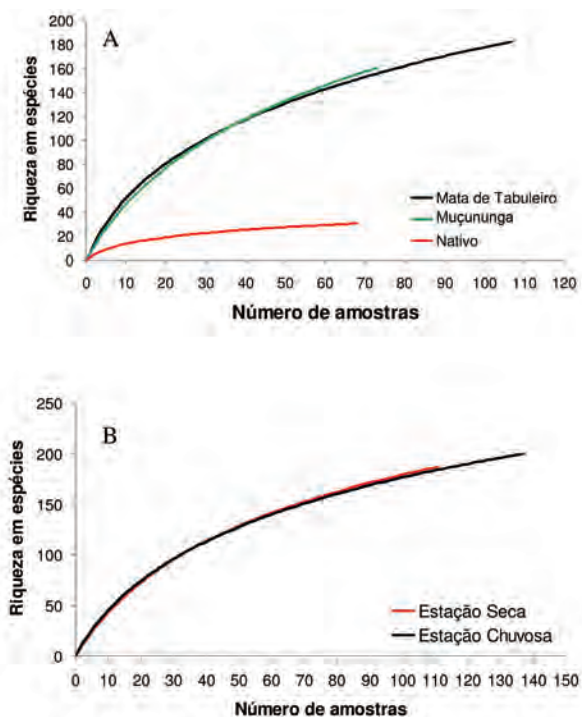


Figura 3: Curvas de acumulação de espécies de aranhas coletadas em três formações vegetais (A) e em dois períodos (B) na Reserva Natural Vale. A riqueza em espécies de aranhas da Mata de Tabuleiro e da Muçununga é claramente mais alta que aquela do Nativo. Entretanto, não foram observadas diferenças significativas de riqueza em espécies entre as estações seca e chuvosa.

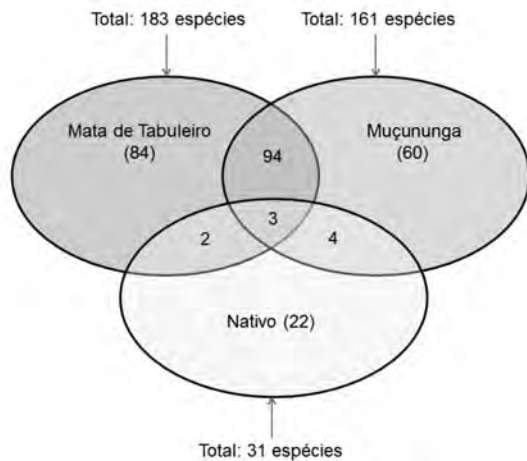


Figura 4: Diagrama de Venn ilustrando o número de espécies registradas em cada formação vegetal da Reserva Natural Vale (entre parênteses) e o número de espécies compartilhadas entre as formações vegetais. Embora a Mata de Tabuleiro e a Muçununga sejam razoavelmente similares em termos de composição em espécies, o Nativo difere significativamente das demais formações.

Embora os resultados acima indiquem que o Nativo teria uma fauna de aranhas significativamente diferente da Mata de Tabuleiro e da Muçununga, utilizamos um método estatístico mais sofisticado para demonstrar essas diferenças. O método que escolhemos, a Análise de Correspondência, é matematicamente complexo, mas gera resultados relativamente simples de se interpretar (para detalhes, veja Ter Braak, 1995). Em termos gerais, esta análise agrupa amostras em um espaço virtual (expresso como um gráfico com duas ou três dimensões) de acordo com sua similaridade de composição em espécies. Ou seja, amostras que compartilham mais espécies entre si tendem a se agrupar, enquanto que amostras com muitas espécies exclusivas tendem a surgir afastadas das demais. Nossos resultados mostraram que, de fato, as amostras (diurnas e noturnas) do Nativo foram em geral muito diferentes, em termos de composição de espécies de aranhas, das amostras da Mata de Tabuleiro e da Muçununga, que diferem pouco entre si (Figura 5). Além disso, os resultados mostraram também que as amostras noturnas e diurnas do Nativo foram relativamente diferentes umas das outras, e que não houve diferenças marcantes entre amostras feitas nas estações seca e chuvosa.

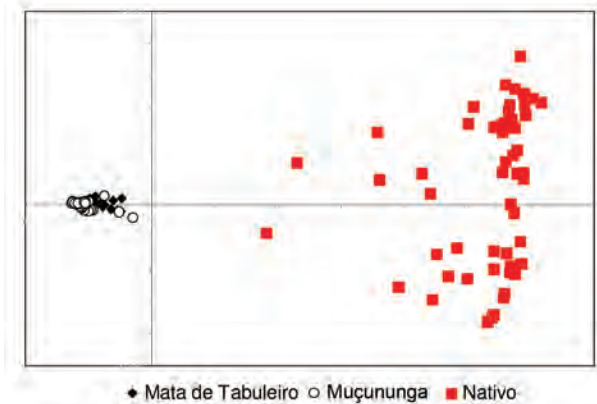


Figura 5: Análise de Correspondência, ilustrando a similaridade de composição de espécies entre amostras da Mata de Tabuleiro, Muçununga e Nativo. As amostras do Nativo mostraram-se mais heterogêneas entre si que aquelas das outras duas formações. Esta análise demonstra que a fauna de aranhas do Nativo é muito diferente daquela da Mata de Tabuleiro e da Muçununga.

Por que as áreas de Mata de Tabuleiro e de Muçununga abrigam muito mais espécies de aranhas que o Nativo? A explicação para este padrão estaria relacionada a alguns dos principais fatores apontados na literatura como responsáveis por variações de diversidade biológica entre diferentes ambientes. O primeiro fator a se considerar seria a complexidade do hábitat (veja Langellotto & Denno, 2004). A Mata de Tabuleiro e a Muçununga abrigariam muito mais espécies de aranhas que o Nativo por apresentarem maior variedade de microhábitats, que seriam ocupados por determinados grupos de aranhas. Por exemplo, o Nativo não apresenta habitat preferidos por determinados gêneros de aranhas, como grandes troncos de árvores (Manhart, 1994), raízes-escora (Nentwig *et al.*, 1993) e cipós (Silva, 1996). De fato, apenas nas áreas de Mata de Tabuleiro e Muçununga encontramos aranhas especializadas em caçar sobre troncos de árvores, como *Enoploctenus cyclothorax* (Ctenidae) e espécies de Hersiliidae. Nestes ecossistemas também capturamos várias espécies de Pholcidae e Uloboridae, que ocupam preferencialmente microhábitats úmidos e sombreados, como raízes-escora de árvores. Da mesma forma, a serrapilheira da Mata de Tabuleiro e da Muçununga visivelmente abrigava maior diversidade estrutural, incluindo troncos e ramos de plantas, além de grande variedade de folhas de diferentes formatos, gerando maior variedade

de condições microclimáticas, o que sabidamente influencia a diversidade e distribuição de seus organismos associados (Collevatti & Schoederer, 1995).

Embora o efeito da complexidade do habitat sobre a diversidade de artrópodes predadores seja amplamente conhecido (Langellotto & Denno, 2004), muito ainda se discute sobre os mecanismos que geram esta diversidade. Além da maior oferta de microhabitats específicos, descrita acima, a complexidade estrutural do ambiente pode também afetar a abundância e a diversidade de aranhas através da disponibilidade de refúgios contra predadores. De fato, experimentos realizados em ambientes temperados demonstraram que ramos de plantas com folhagem densa (do tipo comumente encontrado na Mata de Tabuleiro e na Muçununga, mas raramente no Nativo) oferecem maior proteção contra aves predadoras e, portanto, abrigam mais espécies de aranhas (Gunarsson, 1996). Embora experimentos similares não tenham sido realizados em ambientes tropicais, manchas de vegetação com folhagem densa em florestas tropicais de fato abrigam mais espécies de aranhas (Silva, 1996).

A complexidade do ambiente pode também afetar a diversidade de aranhas de forma indireta, ao aumentar a oferta de presas. Isto aconteceria porque ambientes com maior diversidade de plantas, em geral, contêm mais espécies de insetos herbívoros (Murdoch *et al.*, 1972; Southwood *et al.*, 1979; Sousa-Souto *et al.*, 2014), que muitas vezes são especialistas em poucas plantas hospedeiras (Price, 1975). Além disso, a própria complexidade estrutural do ambiente pode influenciar a abundância e diversidade de insetos herbívoros (Dennis *et al.*, 1998; Lawton, 1983; Sousa-Souto *et al.*, 2014). A maior oferta de presas afetaria positivamente a diversidade de aranhas não apenas por permitir o estabelecimento de populações de diferentes espécies, mas também a maior diversidade de presas poderia estar relacionada à diversidade de aranhas. Embora aranhas sejam consideradas predadoras generalistas, alguns grupos mostram preferências por determinadas ordens de insetos (Nentwig, 1982; 1986; Nyffeler *et al.*, 1994). Assim, por apresentarem maior diversidade florística (Jesus, 1988) e complexidade estrutural, a Mata de Tabuleiro e a Muçununga

poderiam abrigar maior diversidade de insetos, o que favoreceria uma maior diversidade de aranhas.

Embora o Nativo abrigue menos espécies que a Mata de Tabuleiro e a Muçununga, nossos resultados mostram uma baixa similaridade de composição em espécies com estas duas fisionomias (Figura 4). De fato, várias das espécies registradas no Nativo parecem restritas a este ambiente, algumas com aparentes adaptações. Por exemplo, uma espécie de Lycosidae (*Hogna* sp.), capturada apenas nas coletas noturnas no Nativo, apresenta coloração esbranquiçada, críptica com o solo arenoso. Outro exemplo foi *Peucetia flava* (Oxyopidae, Fig. 6C), que foi coletada apenas sobre uma espécie de Solanaceae comum no Nativo. Como outras espécies do gênero, *P. flava* mostra forte preferência por plantas com tricomas glandulares (Vasconcellos-Neto *et al.*, 2007), o que resulta em especificidade de habitat. Assim, nossas coletas mostram a importância da preservação de diferentes formações vegetais na Reserva Natural Vale, já que essas contêm espécies endêmicas.

AS ARANHAS DA RESERVA NATURAL VALE

Como mencionado acima, pouco mais de 25% das espécies coletadas nas duas expedições puderam ser identificadas com base na literatura científica disponível na época. Este baixo sucesso de identificação é um reflexo de estado ainda insuficiente de conhecimento da araneofauna neotropical, que agrupa muitos gêneros e famílias de taxonomia confusa e/ou ricos em espécies desconhecidas para a ciência (Santos *et al.*, 2007). Apesar desse empecilho, as poucas espécies identificadas a partir de nossas expedições, juntamente com outras posteriormente registradas para a reserva ou descritas a partir do material coletado neste projeto, enfatizam a importância da Reserva Natural Vale para a conservação das aranhas da Mata Atlântica.

A lista de espécies coletadas por nós na Reserva inclui vários grupos amplamente distribuídos na Mata Atlântica (p. ex. *Ctenus ornatus*, *Araneus tijuca* — Levi 1991; Brescovit & Simó, 2007), ou mesmo em toda a América do Sul (*Nephila clavipes* — Fig. 6A, *Parawixia kochi* — Levi & Eickstedt, 1989; Levi, 1992). Entretanto, um exame cuidadoso da lista de espécies revela uma



Figura 6: Espécies de aranhas comuns na Reserva Natural Vale. (A) *Nephila clavipes* (Nephilidae), uma aranha de teia abundante e amplamente distribuída, encontrada desde os EUA até a Argentina. A foto mostra uma fêmea se alimentando de uma presa recém-capturada (à direita) e um macho, que defende a teia da fêmea como um território de acasalamento (à esquerda). (B) *Aglaoctenus castaneus* (Lycosidae), uma tarântula (ou aranha-lobo) que difere de outros membros da família por construir teias em forma de funil para captura de presas. Na Reserva, as teias desta espécie podem ser encontradas associadas a palmeiras. Ela é também interessante por ser uma espécie de distribuição predominantemente amazônica, ocorrendo na Floresta Atlântica apenas em áreas muito próximas ao litoral. (C) *Peucetia flava* (Oxyopidae), uma espécie que caça ativamente, sem uso de armadilhas de seda. Na Reserva, ela foi encontrada apenas no Nativo do Paraju, sempre associada a uma espécie de solanácea. Como observado para outras espécies do gênero, *P. flava* ocorre quase que exclusivamente em plantas cobertas com tricomas adesivos, que supostamente auxiliam na captura de presas. (D) Teia de *Anelosimus eximius* (Theridiidae), uma aranha social. Embora cada membro da colônia tenha não mais que 3 ou 4 milímetros, centenas ou milhares de indivíduos juntos podem construir colônias gigantescas como essa. (E) indivíduos de *Anelosimus eximius*, fotografados dentro da colônia. A presença desta espécie na Reserva é interessante porque ela é conhecida predominantemente da Amazônia, ocorrendo em poucas áreas de Floresta Atlântica ao norte do rio Doce. Fotos: A, C: João Vasconcellos-Neto; B, D, E: Marcelo O. Gonzaga.

combinação única de espécies de diferentes porções da Mata Atlântica, ou mesmo da Amazônia. Por exemplo, coletamos na Reserva espécimes de *Synotaxus longicaudatus* (Synotaxidae) e *Zimromus montenegro* (Gnaphosidae), que são atualmente conhecidas predominantemente para áreas de Mata Atlântica ao sul do rio Doce (Exline & Levi, 1965; Buckup & Brescovit, 1993; Santos & Rheims, 2005). Por outro lado, ocorrem também na Reserva espécies registradas principalmente em áreas de Mata Atlântica ao norte do rio Doce ou mesmo de floresta amazônica, como *Vinnius subfasciatus* (Salticidae — Brault & Lise, 2002), *Micrathena schreibersi* (Araneidae — Levi, 1985), *Hypognatha belem* (Araneidae — Levi, 1996; Santos, 2002), *Aglaoctenus castaneus* (Lycosidae — Santos & Brescovit, 2001, Fig. 6B) e *Anelosimus eximius* (Theridiidae — Agnarsson, 2006, Fig. 6DE). Além dessas, cabe destacar que a Reserva abriga espécies endêmicas de áreas de floresta do Espírito Santo e Sul da Bahia, como *Ctenus paubrasil*, *C. vehemens* (Brescovit & Simó, 2007), *Dermochrosia maculatissima*, *Caayguara ajuba* e *C. apiaba* (Sparassidae — Mello-Leitão, 1940, Soares & Camargo, 1955; Rheims, 2010) e *Metazygia levii* (Araneidae), uma espécie conhecida até o momento apenas para a Reserva Natural Vale (Santos, 2003b). Assim, a grande importância da araneofauna da Reserva parece residir não tanto na quantidade de espécies que ela abriga, mas na combinação de grupos de diferentes regiões biogeográficas.

A fauna de aranhas da Reserva Natural Vale reflete claramente um dos mais evidentes padrões biogeográficos da Mata Atlântica. Estudos com diferentes grupos taxonômicos, incluindo aranhas (Costa *et al.*, 2000; Silva *et al.*, 2004; Sigrist & Carvalho, 2008; Oliveira *et al.*, 2015),

indicam que o Rio Doce marca o limite entre grandes áreas de endemismo. Assim, a Reserva Natural Vale é particularmente importante por conservar uma extensa área de floresta em uma zona de endemismo altamente ameaçada. Além disso, nossas coletas mostram a importância da manutenção da diversidade de formações vegetais típicas da região, que podem abrigar espécies endêmicas. Nossos resultados são também um convite para que a araneofauna da Reserva seja estudada: certamente muitas outras espécies desconhecidas, provavelmente endêmicas, ainda habitam a reserva e aguardam serem descobertas (veja alguns exemplos na Tabela 2).

AGRADECIMENTOS

Os resultados apresentados neste capítulo são parte da Dissertação de Mestrado do primeiro autor (Santos, 1999), financiada por uma bolsa de estudos da Capes. As expedições de campo foram financiadas pelo CNPq e pela Fundação MB, e contaram com o apoio logístico e material da direção e da equipe da RNV, em particular do então diretor da Reserva, Renato M. de Jesus. Somos também particularmente gratos a vários colegas que participaram das expedições de campo, o que nos permitiu uma amostragem maior que poderíamos imaginar. Agradecemos também a Marcelo O. Gonzaga, pelas fotos da Figura 6BDE. A.J. Santos recebe atualmente financiamento do CNPq (procs. 407288/2013-9 e 306222/2015-9), Fapemig (PPM-00651-15) e Instituto Nacional de Ciência e Tecnologia dos Hymenoptera Parasitóides da Região Sudeste Brasileira (<http://www.hympar.ufscar.br/>). A.D. Brescovit recebe subsídio financeiro da Fapesp (processo 2011/50689-0) e CNPq (Processo 303028/2014-9).

Tabela 2: Espécies de aranhas registradas para a Reserva Natural Vale, não amostradas por Santos (1999)

Família	Espécie	Referência
Oonopidae	<i>Neoxyphinus keyserlingi</i> (Simon, 1907)	Abraham <i>et al.</i> , 2012
Oonopidae	<i>Predatoroonops chicano</i> Brescovit, Rheims & Santos, 2012	Brescovit <i>et al.</i> , 2012
Salticidae	<i>Druzia flavostriata</i> (Simon, 1901)	Ruiz & Brescovit, 2013
Salticidae	<i>Eustiromastix nativo</i> Santos & Romero, 2004	Santos & Romero, 2004
Theraphosidae	<i>Avicularia sooretama</i> Bertani & Fukushima, 2009 *	Bertani & Fukushima, 2009
Theridiidae	<i>Cryptachaea brescoviti</i> Buckup, Marques & Rodrigues, 2010	Buckup <i>et al.</i> , 2010
Theridiidae	<i>Dipoena obscura</i> Keyserling, 1891	Rodrigues, 2013

* Indivíduo coletado em fase juvenil por Santos (1999), posteriormente, identificada por Bertani & Fukushima (2009).

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Abraham, N.; Brescovit, A.D.; Rheims, C.A.; Santos, A.J.; Ott, R. & Bonaldo, A.B. 2012. A revision of the Neotropical goblin spider genus *Neoxyphinus* Birabén, 1953 (Araneae, Oonopidae). *American Museum Novitates* 3743: 1–75.
- Agnarsson, I. 2006. A revision of the New World *eximius* group of *Anelosimus* (Araneae, Theridiidae) and a phylogenetic analysis using worldwide exemplars. *Zoological Journal of the Linnean Society* 146: 453–593.
- Azevedo, G.H.F.; Faleiro, B.T.; Magalhães, I.L.F.; Benedetti, A.R.; Oliveira, U.; Pena-Barbosa, J.P.P.; Santos, M.T.T.; Vilela, P.F.; De Maria, M. & Santos, A.J. 2014. Effectiveness of sampling methods and further sampling for accessing spider diversity: a case study in a Brazilian Atlantic rainforest fragment. *Insect Conservation and Diversity* 7: 381–391.
- Beatie, A.J. & Oliver, I. 1994. Taxonomic minimalism. *Trends in Ecology and Evolution* 9: 488–490.
- Braul, A. & Lise, A.A. 2002. Revisão taxonômica das espécies de *Vinnius* e a proposição de dois gêneros novos (Araneae, Salticidae). *Biociências* 10: 87–125.
- Bertani, R. & Fukushima, C.S. 2009. Description of two new species of *Avicularia* Lamarck 1818 and redescription of *Avicularia diversipes* (C.L. Koch 1842) (Araneae, Theraphosidae, Aviculariinae)—three possibly threatened Brazilian species. *Zootaxa* 2223: 25–47.
- Brescovit, A.D. & Simó, M. 2007. On the Brazilian Atlantic Forest species of the spider genus *Ctenus* Walckenaer, with the description of a neotype for *C. dubius* Walckenaer (Araneae, Ctenidae, Cteninae). *Bulletin of the British Arachnological Society* 14: 1–17.
- Brescovit, A.D.; Bonaldo, A.B.; Santos, A.J.; Ott, R. & Rheims, C.A. 2012. The Brazilian goblin spiders of the new genus *Predatoroonops* (Araneae, Oonopidae). *Bulletin of the American Museum of Natural History* 370: 1–68.
- Brescovit, A.D.; Oliveira, U. & Santos, A.J. 2011. Aranhas (Araneae, Arachnida) do Estado de São Paulo, Brasil: diversidade, esforço amostral e estado do conhecimento. *Biota Neotropica* 11(1a): 1–31.
- Buckup, E.H. & Brescovit, A.D. 1993. Aranhas do gênero *Zimmiromus*, seis novas espécies do Brasil (Araneae, Gnaphosidae). *Revista Brasileira de Entomologia* 37: 181–187.
- Buckup, E.H.; Marques, M.A.L. & Rodrigues, E.N.L. 2010. Três espécies novas de *Cryptachaea* e notas taxonômicas em Theridiidae (Araneae). *Iheringia, Série Zoologia* 100: 341–355.
- Carvalho L.S., Brescovit, A.D., Santos, A.J., Oliveira, U. & Guadanucci, J.P.L. 2014. Aranhas da Caatinga. Pp. 15–32, In F. Bravo & A. Calor (orgs.) *Artrópodes do Semiárido: biodiversidade e conservação*. Printmídia, Feira de Santana.
- Coddington, J.A.; Agnarsson, I.; Miller, J.; Kuntner, M. & Hormiga, G. 2009. Undersampling bias: the null hypothesis for singleton species in tropical arthropod biodiversity surveys. *Journal of Animal Ecology* 78: 573–584.
- Coddington, J.A.; Griswold, C.E.; Dávila, D.S.; Peñaranda, E. & Larcher, S.F. 1991. Designing and testing sampling protocols to estimate biodiversity in tropical ecosystems. Pp. 44–60, In Dudley, E.C. (ed.) *The unity of evolutionary biology: proceedings of the Fourth International Congress of Systematic and Evolutionary Biology*. Dioscorides Press, Portland.
- Collevatti, R.G. & Schoederer, J.H. 1995. Microclimate ordination and litter arthropod distribution. *Ciência e Cultura* 47: 38–41.
- Costa, L.P.; Leite, Y.L.R.; Fonseca, G.A.B. & Fonseca, M.T. 2000. Biogeography of South American Forest Mammals: Endemism and Diversity in the Atlantic Forest. *Biotropica* 32: 872–881.
- Dennis, P.; Young, M.R. & Gordon, I.J. 1998. Distribution and abundance of small insects and arachnids in relation to structural heterogeneity of grazed, indigenous grasslands. *Ecological Entomology* 23: 253–264.
- Exline, H. & Levi, H.W. 1965. The spider genus *Synotaxus* (Araneae, Theridiidae). *Transactions of the American Microscopical Society* 84: 177–184.
- Foelix, R. 2010. *Biology of spiders*. Oxford University Press, Oxford.
- Fonseca, G.A.B.; Rylands, A.; Paglia, A. & Mittermeier, R. 2004. Atlantic Forest. Pp. 84–91, In Mittermeier R.A.; Gil P.R.; Hoffman M.; Pilgrim, J.; Brooks, T.; Mittermeier, C.G.; Lamoreux, J. & Fonseca, G.A.B. (eds.) *Hotspots revisited. Earth's biologically richest and most endangered terrestrial ecoregions*. CEMEX, Cidade do México.
- Gunarsson, B. 1996. Bird predation and vegetation structure affecting spruce-living arthropods in a temperate forest. *Journal of Animal Ecology* 65: 389–397.
- Huber, B.A. 2015. Small scale endemism in Brazil's Atlantic Forest: 14 new species of *Mesabolivar* (Araneae, Pholcidae), each known from a single locality. *Zootaxa* 3942: 1–60.
- Jesus, R.M. 1988. A Reserva Florestal da CVRD. Pp. 59–

- 112, In Anais do VI Congresso Florestal Estadual, Vol. 1, Nova Prata, RS, Brasil.
- Langellotto, G.A. & Denno, R.F. 2004. Responses of invertebrate natural enemies to complex-structured habitats: a meta-analytical synthesis. *Oecologia* 139: 1–10.
- Lawton, J.H. 1983. Plant architecture and the diversity of phytophagous insects. *Annual Review of Entomology* 28: 23–39.
- Levi, H.W. & von Eickstedt, V.R.D. 1989. The Nephilinae spiders of the neotropics. *Memórias do Instituto Butantan* 51: 43–56.
- Levi, H.W. 1985. The spiny orb-weaver genera *Micrathena* and *Chaetacis* (Araneae: Araneidae). *Bulletin of the Museum of Comparative Zoology, Harvard University* 150: 429–618.
- Levi, H.W. 1988. The neotropical orb-weaving spiders of the genus *Alpaida* (Araneae: Araneidae). *Bulletin of the Museum of Comparative Zoology, Harvard University* 151: 365–487.
- Levi, H.W. 1991. The Neotropical and Mexican species of the orb-weaver genera *Araneus*, *Dubiepeira*, and *Aculepeira* (Araneae: Araneidae). *Bulletin of the Museum of Comparative Zoology, Harvard University* 152: 167–315.
- Levi, H.W. 1992. Spiders of the orb-weaver genus *Parawixia* in America (Araneae: Araneidae). *Bulletin of the Museum of Comparative Zoology, Harvard University* 153: 1–46.
- Levi, H.W. 1996. The American orb weavers *Hypognatha*, *Encyosaccus*, *Xylethrus*, *Gasteracantha*, and *Enacrosoma* (Araneae, Araneidae). *Bulletin of the Museum of Comparative Zoology, Harvard University* 155: 89–157.
- Manhart, C. 1994. Spiders on bark in a tropical rainforest (Panguana, Peru). *Studies on Neotropical Fauna and Environment* 29: 49–53.
- Mello-Leitão, C.F. 1940. Aranhas do Espírito Santo coligadas por Mario Rosa, em 1936 e 1937. *Arquivos de Zoologia do Estado de São Paulo* 2: 199–214.
- Murdoch, W.W.; Evans, F.C. & Peterson, C.H. 1972. Diversity and pattern in plants and insects. *Ecology* 53: 819–829.
- Nentwig, W. 1982. Epigeic spiders, their potential prey and competitors: relationship between size and frequency. *Oecologia* 55: 130–136.
- Nentwig, W. 1986. Non-webbuilding spiders: prey specialists or generalists? *Oecologia* 69: 571–576.
- Nentwig, W.; Cutler, B. & Heimer, S. 1993. Spiders of Panama – Biogeography, investigation, phenology, check list, key and bibliography of a tropical spiders fauna. Sandhill Crane Press, Gainesville.
- Novotný, V. & Basset, Y. 2000. Rare species in communities of tropical insect herbivores: pondering the mystery of singletons. *Oikos* 89: 564–572.
- Nyffeler, M.; Sterling, W.L. & Dean, D.A. 1994. How spiders make a living. *Environmental Entomology* 23: 1357–1367.
- Oliveira, U. 2011. Diversidade e biogeografia de aranhas do Brasil: esforço amostral, riqueza potencial e áreas de endemismo. Dissertação de Mestrado, Pós-graduação em Ecologia, Conservação e Manejo da Vida Silvestre, Universidade Federal de Minas Gerais.
- Oliveira, U.; Brescovit, A.D. & Santos, A.J. 2015. Delimiting Areas of Endemism through kernel interpolation. *PLoS ONE* 10: e0116673.
- Peixoto, A.L. & Gentry, A. 1990. Diversidade e composição florística da mata de tabuleiro na Reserva florestal de Linhares (Espírito Santo, Brasil). *Revista Brasileira de Botânica* 13: 19–25.
- Peixoto, A.L. & Silva, I.M. 1997. Tabuleiro forests of northern Espírito Santo, Southeastern Brazil. Pp. 369–372, In Davis, S.D. & Heywood, V.H. (eds.) *Centres of plant diversity – a guide and strategy for their conservation*. Vol. 3: The Americas. IUCN Publications Unit, Cambridge.
- Peixoto, A.L.; Silva, I.M.; Pereira, O.J.; Simonelli, M.; Jesus, R.M. & Rolim, S.G. 2008. Tabuleiro forests north of Rio Doce: their representation in the Vale do Rio Doce Natural Reserve, Espírito Santo, Brazil. In Thomas, W.W. & Britton, E.G. (eds.) *The Atlantic Coastal Forest of Northeastern Brazil*. *Memoirs of the New York Botanical Garden* 100: 319–350.
- Penney, D. (Ed.) 2013. *Spider Research in the 21st Century: trends and perspectives*. Siri Scientific Press.
- Price, P.W. 1975. *Insect Ecology*. John Wiley & Sons, Nova York.
- Rheims, C.A. & Brescovit, A.D. (2009) New additions to the Brazilian fauna of the genus *Scytodes* Latreille (Araneae: Scytodidae) with emphasis on the Atlantic Forest species. *Zootaxa* 2116: 1–45.
- Rheims, C.A. 2010. *Caayguara*, a new genus of huntsman spiders from the Brazilian Atlantic forest (Araneae: Sparassidae). *Zootaxa* 2630: 1–29.
- Rodrigues, E.N.L. 2013. Six new species, complementary descriptions and new records from the Neotropical region of the spider genus *Dipoena* (Araneae: Theridiidae). *Zootaxa* 3750: 1–25.
- Romero, G.Q. 2007. Aranhas como agentes de controle biológico em agroecossistemas. Pp. 301–315, In Gonzaga, M.O., Santos, A.J. & Japyassú, H.F. (eds.) *Ecologia e Comportamento de Aranhas*. Editora Interciência, Rio de Janeiro.
- Ruiz, G.R.S. & Brescovit, A.D. 2013. Revision of *Breda*

- and proposal of a new genus (Araneae: Salticidae). *Zootaxa* 3664: 401–433.
- Santos, A.J. & Brescovit, A.D. 2001. A revision of the South American spider genus *Aglaoctenus* Tullgren, 1905 (Araneae, Lycosidae, Sosippinae). *Andrias* 15: 75–90.
- Santos, A.J. & Rheims, C.A. 2005. Four new species and new records for the spider genus *Synotaxus* Simon, 1895 (Araneae: Synotaxidae) from Brazil. *Zootaxa* 937: 1–12.
- Santos, A.J. & Romero, G.Q. 2004. A new bromeliad-dwelling jumping spider (Araneae, Salticidae) from Brazil. *Journal of Arachnology* 32: 188–190.
- Santos, A.J. 1999. Diversidade e composição em espécies de aranhas da Reserva Florestal da Companhia Vale do Rio Doce (Linhares-ES). Dissertação de Mestrado, Instituto de Biologia, Unicamp.
- Santos, A.J. 2002. Description of the male of *Hypognatha belem* (Araneae, Araneidae). *Iheringia, Série Zoologia* 92: 91–92.
- Santos, A.J. 2003a. Estimativas de Riqueza em Espécies. Pp. 19–41, In L. Cullen Jr., R. Rudran. & Valladares-Padua, C. (orgs.) Métodos de Estudos em Biologia da Conservação e Manejo da Vida Silvestre. Fundação O Boticário de Proteção à Natureza/Editora da UFPR, Curitiba.
- Santos, A.J. 2003b. *Metazygia levii*, a new species of orb-weaving spider from Brazil (Araneae, Araneidae). *Journal of Arachnology* 31: 151–153.
- Santos, A.J.; Brescovit, A.D. & Japyassú, H.F. 2007. Diversidade de aranhas: sistemática, ecologia e inventários de fauna. Pp. 1–23, In Gonzaga, M.O.; Santos, A.J. & Japyassú, H.F. (eds.) Ecologia e Comportamento de Aranhas. Editora Interciência, Rio de Janeiro.
- Sigrist, M.S. & Carvalho, C.J.B. 2008. Detection of areas of endemism on two spatial scales using Parsimony Analysis of Endemicity (PAE): the Neotropical region and the Atlantic Forest. *Biota Neotropica* 8: 33–42.
- Silva, D. 1996. Species composition and community structure of Peruvian rainforest spiders: a case study from a seasonally inundated forest along the Samiria river. *Revue Suisse de Zoologie* Vol. Hors. série 1: 597–610.
- Silva, J.M.C.; Sousa, M.C. & Castelletti, C.H.M. 2004. Areas of endemism for passerine birds in the Atlantic forest, South America. *Global Ecology and Biogeography* 13: 85–92.
- Soares, B.A.M. & Camargo, H.F.A. 1955. Algumas novas espécies de aranhas brasileiras (Araneae, Anyphaenidae, Argiopidae, Eusparassidae, Theridiidae). *Arquivos do Museu Nacional do Rio de Janeiro* 42: 577–580.
- Sousa-Souto, L.; Santos, E.D.S.; Figueiredo, P.M.F.G.; Santos, A.J. & Neves, F.S. 2014. Is there a bottom-up cascade on the assemblages of trees, arboreal insects and spiders in a semiarid Caatinga? *Arthropod-Plant Interactions* 8: 581–591.
- Southwood, T.R.E.; Brown, V.K. & Reader, P.M. 1979. The relationships of plant and insect diversities in succession. *Biological Journal of the Linnean Society* 12: 327–348.
- Ter Braak, C.J.F. 1995. Ordination. Pp. 91–173, In Jongman, R.H.G., Ter Braak C.J.F. & Von Tongeren O.F.R. (eds.) Data analysis in community and landscape ecology. 2a edição, Cambridge University Press, Cambridge.
- Uehara-Prado, M.; Fernandes, J.O.; Bello, A.M.; Machado, G.; Santos, A.J.; Vaz-de-Mello, F.Z. & Freitas, A.V.L. 2009. Selecting terrestrial arthropods as indicators of small-scale disturbance: a first approach in the Brazilian Atlantic Forest. *Biological Conservation* 142: 1220–1228.
- Vasconcellos-Neto, J.; Romero, G.Q.; Santos, A.J. & Dippenaar-Schoeman, A. 2007. Associations of spiders of the genus *Peucetia* (Oxyopidae) with plants bearing glandular hairs. *Biotropica* 39: 221–226.
- Viera, C.; Japyassú, H.F.; Santos, A.J. & Gonzaga, M.O. 2007. Teias e Forrageamento. Pp. 45–65, In M.O. Gonzaga, A.J. Santos & H.F. Japyassú (eds.) Ecologia e Comportamento de Aranhas. Editora Interciência, Rio de Janeiro.
- World Spider Catalog 2015. World Spider Catalog. Natural History Museum Bern, disponível online em <http://wsc.nmbe.ch>, versão 16 [consultado em 30/04/2015].

19

BORBOLETAS DA RESERVA
NATURAL VALE, LINHARES/ES

André V. L. Freitas, Keith S. Brown Jr., Olaf H. H. Mielke, Jessie P. Santos & João Vasconcellos-Neto

INTRODUÇÃO

Das mais de 19.000 espécies de borboletas conhecidas no planeta, quase 8.000 ocorrem na região Neotropical, sendo cerca de 3.200 no Brasil. Destas, 2.000 são encontradas no bioma Mata Atlântica (Brown, 1991; Brown & Freitas, 1999; Lamas, 2004). Originalmente, este bioma está distribuído do Rio Grande do Norte ao Rio Grande do Sul, abrangendo a faixa litorânea até mais de 1.000 km ao interior do continente, desde o nível do mar até montanhas com mais de 2.000 m de altitude. Como resultado de sua ampla extensão, diferenças nas comunidades de borboletas são encontradas em virtude de regimes climáticos e fisionomias distintas (Brown & Freitas, 2000b).

Na região norte do Espírito Santo e sul da Bahia, uma formação florestal característica ocorre ao longo do litoral, conhecida como “Matas de Tabuleiros” (também chamada de “Hiléia Bahiana”, veja Andrade-Lima, 1966). Essas florestas crescem em solos oligotróficos e relevo relativamente plano, com altitudes não superiores a 200 m (Peixoto *et al.*, 1995, 2008). São extremamente ricas e possuem alto índice de endemismo de espécies lenhosas (Peixoto *et al.*, 2008).

Essa situação de alta diversidade específica e elevados índices de endemismo é corroborada por diversos grupos biológicos, incluindo as borboletas. Estudos anteriores já definiram essa região como um importante centro de endemismo de borboletas na Mata Atlântica, chamado de “Centro de Endemismo

Bahia” (*sensu* Brown, 1977).

Nas últimas quatro décadas, muitos inventários foram realizados em diversas áreas de floresta e restinga entre o rio Doce e a região de Camacan, no sul da Bahia. A partir destes inventários preliminares, foi obtida uma lista de mais de 800 espécies de borboletas (Brown & Freitas, dados não publicados), incluindo pelo menos 11 espécies da lista das borboletas ameaçadas de extinção no Brasil (Machado *et al.*, 2008). A integridade faunística dessa região e sua distinção das demais localidades da Mata Atlântica é muito clara, e foi demonstrada com base em alguns grupos de borboletas, como a tribo Ithomiini (Nymphalidae) (Brown & Freitas, 2000b).

Dentre as áreas mais intensamente amostradas, destacam-se as florestas da Reserva Natural Vale, em Linhares/ES. O presente capítulo tem como objetivo descrever a fauna de borboletas dessa reserva e discutir sua composição e afinidades com outras áreas de Mata Atlântica.

ÁREA DE ESTUDO E MÉTODOS DE AMOSTRAGEM

Todos os inventários foram realizados dentro da área da Reserva Natural Vale (RNV), em Linhares, Espírito Santo. Uma descrição detalhada da área pode ser encontrada no capítulo 11 (Rolim *et al.*, 2016).

Os inventários foram realizados entre 1986 e 1994, somando cerca de 35 dias de amostragem (mais de 180 horas efetivas de trabalho de campo),

especialmente entre os meses de junho a agosto. A amostragem foi realizada seguindo o “protocolo maximizado” de Brown (1972), com objetivo de se registrar o máximo de espécies por visita (Brown & Freitas, 2000b, Iserhard *et al.*, 2013). Os inventários maximizados foram realizados por K.S. Brown e A.V.L. Freitas, com contribuições de J. Vasconcelos-Neto, especialmente sobre informações de plantas hospedeiras, estágios imaturos e comportamento. A amostragem foi efetuada com redes entomológicas (puçás) e armadilhas portáteis com iscas de banana e caldo de cana fermentado (veja Freitas *et al.*, 2014, para detalhes). As amostragens foram programadas de modo que a maior variedade possível de habitats fosse contemplada. Apenas as borboletas diurnas foram amostradas. Atenção especial foi dada às áreas ricas em recursos ou heterogêneas, como bordas, margens de rios e riachos, manchas de flores e pequenas clareiras na floresta. Pontos com grande riqueza de espécies foram observados por 5 a 10 minutos até que nenhuma espécie adicional fosse avistada. As comparações faunísticas foram feitas com base em dados não publicados de

inventários em outras localidades da região norte do Espírito Santo e Sul da Bahia (Brown & Freitas, dados não publicados). Todo o material coletado está depositado na coleção do Museu de Zoologia da Unicamp Campinas/SP.

A taxonomia segue Lamas (2004), modificada segundo Wahlberg *et al.* (2009) para a família Nymphalidae e Heikkilä *et al.* (2012), que considera todas as borboletas como pertencendo a uma única superfamília (Papilionoidea).

RESULTADOS E DISCUSSÃO

Riqueza de espécies

Foram registradas na RNV, 512 espécies pertencentes às seis famílias de borboletas diurnas (Tabela 1), correspondendo a cerca de 16% da riqueza conhecida para o Brasil. Apenas duas espécies constam na lista de espécies ameaçadas de extinção, entretanto, outras cinco espécies ameaçadas ocorrem em áreas próximas à reserva, e mais quatro ocorrem no sul da Bahia (Tabela 2).

A família com maior número de espécies foi

Tabela 1: Lista das 512 borboletas da Reserva Natural Vale, Linhares/ES. Números entre parênteses correspondem ao número de espécies de cada grupo taxonômico – sendo: E = endêmica à região norte do Espírito Santo e sul da Bahia; R = espécie rara; nomes em negrito = espécies que constam na lista de borboletas ameaçadas de extinção no Brasil.

TÁXON	
PAPILIONIDAE (10)	
Papilioninae	<i>Anteos clorinde</i> (Godart, [1824])
Leptocircini (4)	<i>Anteos menippe</i> (Hübner, [1818])
<i>Mimoides protodamas</i> (Godart, 1819)	<i>Aphrissa statira statira</i> (Cramer, 1777)
<i>Neographium asius</i> (Fabricius, 1781)	<i>Eurema agave pallida</i> (Chavannes, 1850)
<i>Protesilaus glaucolus leucas</i> (Rothschild & Jordan, 1906)	<i>Eurema albula albula</i> (Cramer, 1775)
<i>Protesilaus protesilaus nigricornis</i> (Staundinger, 1884)	<i>Eurema arbela</i> Geyer, 1832
Troidini (1)	<i>Eurema deva deva</i> (Doubleday, 1847)
<i>Battus polydamas polydamas</i> (Linnaeus, 1758)	<i>Eurema elathea flavescens</i> (Chavannes, 1850)
Papilionini (5)	<i>Eurema phiale paula</i> (Röber, 1909)
<i>Heraclides astyalus astyalus</i> (Godart, 1819)	<i>Leucidia elvina</i> (Godart, 1819)
<i>Heraclides anchisiades capys</i> (Hübner, [1809])	<i>Phoebis argante argante</i> (Fabricius, 1775)
<i>Heraclides androgeus laodocus</i> (Fabricius, 1793)	<i>Phoebis philea philea</i> (Linnaeus, 1763)
<i>Heraclides thoas brasiliensis</i> (Rothschild & Jordan, 1906)	<i>Phoebis sennae marcellina</i> (Cramer 1777)
<i>Heraclides torquatus polybius</i> (Swainson, 1823)	<i>Pyrisitia leuce leuce</i> (Boisduval, 1836)
PIERIDAE (22)	<i>Pyrisitia nise tenella</i> (Boisduval, 1836)
Dismorphiinae (1)	<i>Rhabdodryas trite banksi</i> (Breyer, 1939)
<i>Dismorphia amphione astynome</i> (Dalman, 1823)	Pierinae
Coliadinae (16)	Pierini (5)
	<i>Ascia monuste orseis</i> (Godart, 1819)

TÁXON

Ganyra phaloe endeis (Godart, 1819)
Glennia pylotis (Godart, 1819) R
Glutophrissa drusilla drusilla (Cramer, 1777)
Perrhybris pamela eieidias Hübner, [1821]

LYCAENIDAE (56)

Polyommatainae (2)

Hemiargus hanno (Stoll, 1790)
Leptotes cassius cassius (Cramer, 1775)

Theclinae (54)

Allosmaitia strophius (Godart, 1824)
***Arawacus aethesa* (Hewitson, 1867) ER**

Atlides cosa (Hewitson, 1867)
Aubergina vanessoides (Prittwitz, 1865)
Brangas caranus (Stoll, 1780)
Brangas sp.

Calycopis atnius (Herrich-Schäffer, [1853])
Calycopis caulonia (Hewitson, 1877)
Calycopis cerata (Hewitson, 1877)
Calycopis cissusa (Hewitson, 1877)
Calycopis janeirica (C. Felder, 1862)
Calycopis sp.

Calycopis sp. 1
Calycopis sp. 2

Celmia celmus (Cramer, 1775)
Chalybs janius (Cramer, 1779)
Chlorostrymon telea (Hewitson, 1868)
Contrafacia imma (Prittwitz, 1865)
Electrostrymon endymion (Fabricius, 1775)

Evenus regalis (Cramer, 1775)
Evenus satyroides (Hewitson, 1865)

Gargina panchaea (Hewitson, 1869)
Iaspis talayra (Hewitson, 1868)

Michaelus ira (Hewitson, 1867)
Michaelus jebus (Godart, 1824)

Ministrymon azia (Hewitson, 1873)
Ministrymon cleon (Fabricius, 1775)

Ministrymon sp.
Ocaria thales (Fabricius, 1793)

Oenomaus sp.
Ostrinotes tympania (Hewitson, 1869)

Panthiades phaleros (Linnaeus, 1767)
Parrhasius polibetes (Stoll, 1781)

Pseudolycaena marsyas (Linnaeus, 1758)
Rekoa marius (Lucas, 1857)

Rekoa palegon (Cramer, 1780)
Rubroserrata ecbatana (Hewitson, 1868)

Strymon astiocha (Prittwitz, 1865)
Strymon bazochii (Godart, [1824])

Strymon bubastus (Stoll, 1780)
Strymon crambusa (Hewitson, 1874)

Strymon eurytulus (Hübner, [1819])
Strymon mulucha (Hewitson, 1867)
Strymon sp.
Strymon ziba (Hewitson, 1868)
Theritas hemon (Cramer, 1775)
Theritas lisus (Stoll, 1790)
Theclopsis lydus (Hübner, [1819])
Theritas triquetra (Hewitson, 1865)
Tmolus echion (Linnaeus, 1767)
Tmolus mutina (Hewitson, 1867)
Strephonota ambrax (Westwood, 1852)
Strephonota sphinx (Fabricius, 1775)
Ziegleria hesperitis (Butler & H. Druce, 1872)

RIODINIDAE (49)

Euselasiinae (3)

Euselasia gelanor (Stoll, 1780)
Euselasia hygenius occulta Stichel, 1919
Euselasia mys lara Stichel, 1919

Riodininae

Mesosemiini (9)

Cremna alector (Geyer, 1837)
Hyphilaria parthenis (Westwood, 1851)
Leucochimona icare matatha (Hewitson, 1873)
Mesosemia nyctea fluminensis J. Zikán, 1952 E
Mesosemia odice (Godart, [1824])
Mesosemia rhodia (Godart, 1824)
Mesosemia sifia (Boisduval, 1836)
Perophtalma tullius (Fabricius, 1787)
Semomesia geminus (Fabricius, 1793)

Eurybiini (2)

Eurybia halimede halimede (Hübner, [1807])
Eurybia pergaea (Geyer, 1832)

Riodinini (10)

Calephelis braziliensis McAlpine, 1971
Cariomothis erythromelas erythraea Stichel, 1910 R
Chamaelymnas briola doryphora Stichel, 1910
Dachetola azora (Godart, [1824])
Detritivora gynaea (Godart, [1824])
Exoplisia cadmeis (Hewitson, 1866)
Metacharis ptolomaeus (Fabricius, 1793)
Rhetus periander eleusinus Stichel, 1910
Panara jarbas episatnius Prittwitz, 1865
Syrmatia nyx (Hübner, [1817])

Symmachiini (2)

Mesene epaphus epaphus (Stoll, 1780)
Panaropsis inaria (Westwood, 1851) R

Helicopini (3)

Anteros bracteata Hewitson, 1867 R
Anteros formosus (Cramer, 1777)
Sarota gyas (Cramer, 1775)

TÁXON

- Nymphidiini (13)
Calospila lucianus lucianus (Fabricius, 1793)
Calospila parthaon (Dalman, 1823) R
Juditha azan (Westwood, 1851)
Synargis galena (Bates, 1868)
Synargis regulus (Fabricius, 1793)
Menander menander nitida (Butler, 1867)
Nymphidium acherois (Boisduval, 1836)
Nymphidium azanoides A. Butler, 1867
Nymphidium lisimon attenuatum Stichel, 1929
Nymphidium mantus (Cramer, 1775)
Theope lycaenina Bates, 1868
Theope pedias Herrich-Schäffer, [1853]
Theope acosma Stichel, 1910
- Stalachtini (1)
Stalachtis susanna (Fabricius, 1787)
- Incertae Sedis (6)
Apodemia castanea (Prittowitz, 1865)
Calydna lusca (Geyer, [1835])
Echydna chaseba (Hewitson, 1854)
Emesis diogenia Prittowitz, 1865
Emesis fatimella fatimella Westwood, 1851
Emesis mandana (Cramer, 1780)
- NYMPHALIDAE (183)**
- Libytheinae (1)
Libytheana carinenta (Cramer, 1777)
- Danainae (30)
Danaini (3)
Danaus erippus (Cramer, 1775)
Danaus gilippus gilippus (Cramer, 1775)
Lycorea halia discreta Haensch, 1809
- Ithomiini (27)
Tithoreina (2)
Aeria olena olena Weymer, 1875
Tithorea harmonia pseudethra (Butler, 1873)
- Melinaeina (2)
Melinaea ethra (Godart, 1819)
Melinaea ludovica paraiya Reakirt, 1866
- Mechanitina (6)
Mechanitis lysimnia lysimnia (Fabricius, 1793)
Mechanitis polymnia casabranca Haensch, 1905
Methona themisto (Hübner, 1818)
Thyridia psidii psidii (Linnaeus, 1758)
Scada karschina karschina (Herbst, 1792)
Scada reckia (Hübner, [1808]) E
- Napeogenina (4)
Hypothyris euclea laphria (Doubleday, 1847)
Hypothyris ninonia daeta (Boisduval, 1836)
Napeogenes inachia sulphurina (Bates, 1862)
Napeogenes rhezia yaneta (Hewitson, 1867) ER
- Ithomiina (3)
Ithomia agnosia zikani D'Almeida, 1940
Ithomia drymo Hübner, 1816
Ithomia lichyi lichyi D'Almeida, 1939
- Oleriina (2)
Oleria aquata (Weymer, 1875)
Oleria astrea astrea (Cramer, 1775)
- Dirceniina (7)
Callithomia lenea xantho (C. Felder & R. Felder, 1860)
Dircenna dero celtina Burmeister, 1878
Episcada clausina striposis Haensch, 1909
Episcada doto canaria (Brown & D'Almeida, 1970)
Episcada hemixanthe (C. Felder & R. Felder, 1865)
Episcada hymenaea hymenaea (Prittowitz, 1865)
Pteronymia euritea (Cramer, 1780)
- Godyridina (1)
Pseudoscada florulla genetyllis (d'Almeida, 1922)
- Satyrinae (49)
Morphini (4)
Antirrhoea archaea Hübner [1822]
Morpho anaxibia (Esper, 1801)
Morpho helenor achillaena (Hübner [1823])
Morpho menelaus coeruleus (Perry, 1810)
- Brassolini (13)
Brassolis sophorae sophorae (Linnaeus, 1758)
Caligo beltrao (Illiger, 1801)
Caligo brasiliensis brasiliensis (C. Felder, 1862)
Caligo idomeneus ariphron Fruhstorfer, 1910
Caligo illioneus illioneus (Cramer, 1775)
Caligo teucer japetus Stichel, 1903
Catoblepia amphirhoe (Hübner, [1825])
Dasyophthalma creusa creusa (Hübner, [1821])
Dynastor darius darius (Fabricius, 1775)
Eryphanis automedon amphimedon
(C. Felder & R. Felder, 1867)
Opsiphanes cassiae crameri C. Felder & R. Felder, 1862
Opsiphanes invirae pseudophilon Fruhstorfer, 1907
Opsiphanes quiteria meridionalis Staudinger, 1887
- Satyrini (32)
Haeterina (3)
Haetera piera diaphana Lucas, 1857 E
Pierella nereis (Drury, 1782)
Pierella sp.
- Euptychiina (29)
Archeuptychia cluena (Drury, 1782)
Caeruleuptychia penicillata (Godman, 1905)
Capronnieria galesus (Godart, [1824])
Cepheuptychia angelica (Butler, 1874) RE
Chloreuptychia arnaca (Fabricius, 1776)
Chloreuptychia herseis (Godart, [1824])

TÁXON

- Cissia myncea* (Cramer, 1780)
Godartiana byses (Godart, [1824])
Hermeuptychia hermes (Fabricius, 1775)
Hermeuptychia sp. 1
Hermeuptychia sp. 2
Magneuptychia lea (Cramer, 1777)
Magneuptychia libye (Linnaeus, 1767)
Pareuptychia ocirrhoe interjecta (D'Almeida, 1952)
Paryphthimoides phronius (Godart, 1824)
Paryphthimoides poltys (Prittwitz, 1865)
Pharneuptychia sp.
Pseudodebis euptychidia (Butler, 1868)
Splendeuptychia doxes (Godart, [1824])
Splendeuptychia latia (Butler, 1867) ER
Splendeuptychia sp.
Taygetis echo (Cramer, 1775)
Taygetis laches marginata Staudinger, [1887]
Taygetis leuctra Butler, 1870
Taygetis sosis Hopfer, 1874
Taygetis virgilia (Cramer, 1776)
Yphthimoides affinis (A. Butler, 1867)
Yphthimoides renata (Stoll, 1780)
Yphthimoides yphthima (C. Felder & R. Felder, 1867)
- Charaxinae (20)
- Anaeini (10)
- Consul fabius drurii* (Butler, 1874)
Fontainea halice halice (Godart, [1824])
Fontainea ryphea phidile (Geyer, 1837)
Memphis acidalia victoria (H. Druce, 1877)
Memphis editha (W. P. Comstock, 1961)
Memphis moruus stheno (Prittwitz, 1865)
Hypna clytemnestra huebneri Butler, 1866
Siderone galanthis catarina Dottax & Pierre, 2009
Zaretis strigosus (Gmelin, [1790])
Zaretis itylus (Westwood, 1850) E
- Preponini (10)
- Archaeoprepona amphimachus pseudomeander* (Fruhstorfer, 1906)
Archaeoprepona demophon thalpius (Hübner, [1814])
Archaeoprepona demophon antimache (Hübner, [1819])
Archaeoprepona meander castorina (E. May, 1932)
Prepona claudina claudina (Godart, [1824]) R
Prepona dexamenus dexamenus Hopffer, 1874
Prepona eugenes bahiana Fruhstorfer, 1897 R
Prepona laertes laertes (Hübner, [1811])
Prepona pheridamas (Cramer, 1777)
Prepona pylene Hewitson, [1854] R
- Biblidinae (32)
- Biblis hyperia nectanabis* (Fruhstorfer, 1909)
Callicore astarte selima (Guenée, 1872)
Callicore hydaspes (Drury, 1782)
Callicore texa maximilla (Fruhstorfer, 1916)
Catonephele acontius acontius (Linnaeus, 1771)
Catonephele numilia penthia (Hewitson, 1852)
Diaethria clymena janeira (C. Felder, 1862)
Dynamine artemisia artemisia (Fabricius, 1793)
Dynamine athemon maeon (Doubleday, 1849)
Dynamine ines ines (Godart, [1824]) E
Dynamine meridionalis Röber, 1915
Dynamine postverta postverta (Cramer, 1779)
Ectima thecla thecla (Fabricius, 1796)
Eunica bechina bechina (Hewitson, 1852)
Eunica maja maja (Fabricius, 1775)
Eunica marsolia marsolia (Godart, [1824])
Hamadryas amphinome amphinome (Linnaeus, 1767)
Hamadryas arete (Doubleday, 1847)
Hamadryas arinome obnubila (Fruhstorfer, 1916)
Hamadryas chloe rhea (Fruhstorfer, 1907)
Hamadryas epinome (C. Felder & R. Felder, 1867)
Hamadryas februa februa (Hübner, [1823])
Hamadryas feronia feronia (Linnaeus, 1758)
Hamadryas iphthime (Bates, 1864)
Hamadryas laodamia (Cramer, 1777)
Mestra hersilia hypermestra Hübner, [1825]
Myscelia orsis (Drury, 1782)
Nica flavilla flavilla (Godart, [1824])
Paulogramma pygas pygas (Godart, [1824])
Pyrrhogyra neaerea ophni Butler, 1870
Temenis huebneri korallion Fruhstorfer, 1912
Temenis laothoe santina Fruhstorfer, 1907
- Apaturinae (1)
- Doxocopa agathina vacuna* (Godart, [1824])
- Cyrestinae (3)
- Marpesia chiron marius* (Cramer, 1779)
Marpesia petreus petreus (Cramer, 1776)
Marpesia themistocles themistocles (Fabricius, 1793) R
- Nymphalinae (15)
- Coeini (4)
- Colobura dirce dirce* (Linnaeus, 1758)
Historis acheronta acheronta (Fabricius, 1775)
Historis odius dious Lamas, 1995
Tigridia acesta latifascia (Butler, 1873)
- Nymphalini (2)
- Vanessa braziliensis* (Moore, 1883)
Vanessa myrinna (Doubleday, 1849)
- Kallimini (4)
- Anartia amathea roeselia* (Eschscholtz, 1821)
Anartia jatrophae jatrophae (Linnaeus, 1763)
Junonia evarete evarete (Cramer, 1779)
Siproeta stelenes meridionalis (Fruhstorfer, 1909)

TÁXON

- Melitaeini (5)
Chlosyne lacinia saundersi (Doubleday, [1847])
Eresia eunice esora Hewitson, 1857
Eresia lansdorfi (Godart, 1819)
Ortilia ithra (W. F. Kirby, 1900)
Tegosa claudina (Eschscholtz, 1821)
- Limenitidinae (12)
Adelpha capucinus velia (C. Felder & R. Felder, 1867)
Adelpha cytherea aea (C. & R. Felder, 1867)
Adelpha erotia erotia (Hewitson, 1847)
Adelpha iphiclus ephesa (Ménétrières, 1857)
Adelpha malea goyama Schaus, 1902
Adelpha naxia (C. Felder & R. Felder, 1867)
Adelpha plesaure plesaure Hübner, 1823
Adelpha serpa serpa (Boisduval, 1836)
Adelpha herbata perdita Willmott, Mielke & Freitas 2016 R
Adelpha thesprotia (C. Felder & R. Felder, 1867)
Adelpha viola viola Frühstorfer, 1913
Adelpha zea (Hewitson, 1850)
- Heliconiinae (18)
 Argynnini (1)
Euptoieta hegesia meridiana Stichel, 1938
- Acraeini (3)
Actinote canutia (Hopffer, 1874)
Actinote pellenea pellenea Hübner, [1821]
Actinote pyrria pyrria (Fabricius, 1775)
- Heliconiini (14)
Agraulis vanillae maculosa (Stichel, [1908])
Dione junio junio (Cramer, 1779)
Dryadula phaetusa (Linnaeus, 1758)
Dryas iulia alcionea (Cramer, 1779)
Eueides aliphera aliphera (Godart, 1819)
Eueides isabella dianasa (Hübner, [1806])
Eueides vibilia vibilia (Godart, 1819)
Philaethria dido dido (Linnaeus, 1763)
Philaethria wernickei (Röber, 1906)
Heliconius erato phyllis (Fabricius, 1775)
Heliconius ethilla narcaea Godart, 1819
Heliconius melpomene nanna Stichel, 1899
Heliconius numata ethra (Hübner, [1831])
Heliconius sara apseudes (Hübner, [1813])
- HESPERIIDAE (192)**
- Pyrginae (99)
 Pyrrhopygini (2)
Myscelus epimachia edix Evans, 1951
Pyrrhopyge thericles rileyi Bell, 1931
- Eudamini (48)
Aguna asander asander (Hewitson, 1867)
Aguna megacles megacles (Mabille, 1888)
Astrartes apastus pusa Evans, 1952
- Astrartes aulus* (Plötz, 1881)
Astrartes chiriquensis oenander (Hewitson, 1876)
Astrartes cretatus adoba Evans, 1952
Astrartes creteus siges (Mabille, 1903)
Astrartes elorus (Hewitson, 1867)
Astrartes enotrus (Stoll, 1781)
Astrartes fulgurator fulgurator (Walch, 1775)
Astrartes janeira (Schaus, 1902)
Astrartes talus (Cramer, 1777)
Augiades criniscus (Cramer, 1780)
Augiades epimethea epimethea (Plötz, 1883)
Autochton neis (Geyer, 1832)
Autochton zarex (Hübner, 1818)
Bungalotis midas (Cramer, 1775)
Cephise cephise (Herrich-Schäffer, 1869) R
Chioides catillus catillus (Cramer, 1779)
Dyscophellus ramusis damias (Plötz, 1882)
Entheus priasus pralina Evans, 1952
Epargyreus clavicornis (Herrich-Schäffer, 1869)
Epargyreus socus (Hübner, [1825])
Narcosius dosula (Evans, 1952)
Nascus phocus (Cramer, 1777)
Oileides vulpinus vulpinus Hübner, [1825]
Phanus australis Miller, 1965
Phanus marshallii (Kirby, 1880)
Phanus vitreus (Stoll, 1781)
Phocides pigmalion hewitsonius (Mabille, 18883)
Phocides polybius phanias (Burmeister, 1880)
Polythrix caunus (Herrich-Schäffer, 1869)
Polythrix octomaculata (Sepp, [1844])
Proteides mercurius mercurius (Fabricius, 1787)
Pseudonascus paullinae (Sepp, [1842])
Salatis salatis (Stoll, 1782)
Typhedanus eliasi Mielke, 1979 ER
Typhedanus undulatus (Hewitson, 1867)
Urbanus albimargo (Mabille, 1876)
Urbanus dorantes dorantes (Stoll, 1790)
Urbanus doryssus albicuspis (Herrich-Schäffer, 1869)
Urbanus esta Evans, 1952
Urbanus procne (Plötz, 1880)
Urbanus proteus proteus (Linnaeus, 1758)
Urbanus simplicius (Stoll, 1790)
Urbanus teleus (Hübner, 1821)
Urbanus velinus (Plötz, 1880)
Urbanus virescens (Mabille, 1877)
- Pyrgini (49)
Anastrus obscurus obscurus (Hübner, [1824])
Anastrus tolimus robigus (Plötz, 1884)
Anastrus sempiternus simplicior (Möschler, 1877)
Anastrus ulpianus Poey, 1832

TÁXON

- Antigonus erosus* (Hübner, [1812])
Antigonus liborius liborius Plötz, 1884
Antigonus nearchus (Latreille, [1817])
Camptopleura janthinus (Capronier, 1874)
Carrhenes canescens pallida Röber, 1925
Chiomara mithrax (Möschler, 1879)
Cogia calchas (Herrich-Schäffer, 1869)
Cogia elaites (Hewitson, 1867)
Cycloglypha caeruleonigra Mabille, 1903 E
Cycloglypha thrasibulus thrasibulus (Fabricius, 1793)
Cycloglypha tisis (Godman & Salvin, 1896)
Diaeus lacaena (Hewitson, 1869)
Eantis mithridates thraso (Hübner, [1807])
Ebrietas anacreon anacraon (Staudinger, 1876)
Eracon paulinus (Stoll, 1782)
Gorgythion begga begga (Prittwitz, 1868)
Gorgythion beggina escalophoides Evans, 1953
Grais stigmaticus stigmaticus (Mabille, 1833)
Helias phalaenoides palpalis (Latreille, [1824])
Heliopetes alana (Reakirt, 1868)
Heliopetes arsalte (Linnaeus, 1758)
Heliopetes omrina (Butler, 1870)
Marela tamyroides (C. Felder & R. Felder, 1867)
Milanian leucaspis (Mabille, 1878)
Morvina fissimacula (Mabille, 1878)
Mylon ander ander Evans, 1953
Mylon maimon (Fabricius, 1775)
Mylon pelopidas (Fabricius, 1793)
Ouleus accedens accedens (Mabille, 1895)
Pachyneuria inops (Mabille, 1877)
Pachyneuria sp.
Pellicia costimacula litoralis Biezanko & Mielke, 1973
Polycator polycator polycator (Prittwitz, 1868)
Pyrgus orcus (Stoll, 1780)
Pyrgus orcynoides (Giacomelli, 1928)
Pythonides herennius lusorius Mabille, 1891
Pythonides jovianus fabricii (Kirby, 1871)
Quadrus cerialis (Stoll, 1782)
Sostrata bifasciata bifasciata (Ménétriés, 1829)
Spathilepia clonius (Cramer, 1775)
Staphylus melangon epicaste Mabille, 1903
Telemiades amphion marpesus (Hewitson, 1867)
Telemiades antiope antiope (Plötz, 1882)
Timochares trifasciata trifasciata (Hewitson, 1868)
Xenophanes tryxus (Stoll, 1780)
- Hesperinae* (93)
Aides aestria (Hewitson, 1866)
Aides duma argyrina Cowan, 1970
Alera sp.
Anatrytone perfida (Möschler, 1879)
- Anthoptus epictetus* (Fabricius, 1793)
Argon lota (Hewitson, 1877)
Arita mubevensis (Bell, 1932)
Arotis kayei (E. Bell, 1932)
Artines aepitus (Geyer, 1832)
Artines aquilina (Plötz, 1882)
Callimormus alsimo (Möschler, 1883)
Callimormus corades (Felder, 1862)
Callimormus rivera (Plötz, 1882)
Calpodes ethlius (Stoll, 1782)
Carystoides basoches (Latreille, [1824])
Carystoides noseda (Hewitson, 1866)
Carystus phorcus claudianus (Latreille, [1824])
Cobalopsis nero (Herrich-Schäffer, 1869)
Cobalus calvina (Hewitson, 1866)
Cobalus sp.
Cobalus virbius hersilia (Plötz, 1882)
Conga chydaea (Butler, 1877)
Corticea corticea (Plötz, 1882)
Corticea noctis (Plötz, 1882)
Cymaenes gisca Evans, 1955
Cymaenes tripunctata (Latreille, [1824])
Cynea irma (Möschler, 1879)
Cynea sp.
Damas clavus (Herrich-Schäffer, 1869)
Dubiella dubius (Stoll, 1781)
Dubiella fiscella fiscella (Hewitson, 1877)
Enosis uza pruinosa (Plötz, 1882)
Flaccilla aecas (Stoll, 1781)
Hylephila phyleus phyleus (Drury, 1773)
Justinia justinianus justinianus (Latreille, [1824])
Justinia maculata (Bell, 1930) R
Lento lento (Mabille, 1878)
Lerodea erythrostictus (Prittwitz, 1868)
Levina levina (Plötz, 1884)
Ludens ludens (Mabille, 1891)
Methionopsis ina (Plötz, 1882)
Mnasilus allubita (Butler, 1877)
Monca sp.
Morys geisa geisa (Möschler, 1879)
Naevolus orius orius (Mabille, 1883)
Neoxeniades braesia andricus (Mabille, 1895)
Niconiades linga Evans, 1955
Niconiades nikko Hayward, 1948
Niconiades xanthaphes Hübner, [1821]
Nyctelius nyctelius nyctelius (Latreille, [1824])
Onophas columbaria distigma Bell, 1930 R
Orphe gerasa (Hewitson, 1867)
Orses cynisca (Swainson, 1821) R
Orses itea (Swainson, 1821) R

TÁXON	
<i>Panoquina evadnes</i> (Stoll, 1781)	<i>Thargella caura occulta</i> (Schaus, 1902)
<i>Panoquina fusina viola</i> Evans, 1955	<i>Thespieus dalman</i> (Latreille, [1824])
<i>Panoquina hecebolus</i> (Scudder, 1872)	<i>Thoon taxes</i> Godman, 1900
<i>Paracarystus menestries menestries</i> (Latreille, [1824])	<i>Thracides cleanthes cleanthes</i> (Latreille, [1824])
<i>Perichares philetes adela</i> (Hewitson, 1867)	<i>Thracides nanea</i> (Hewitson, 1867)
<i>Phanes aletes</i> (Geyer, 1832)	<i>Turesis complanula</i> (Herrich-Schäffer, 1869)
<i>Phanes almoda</i> (Hewitson, 1866)	<i>Turmada camposa</i> (Plötz, 1886) ER
<i>Polites vibex catilina</i> (Plötz, 1886)	<i>Vacerra bonfilius</i> (Latreille, [1824])
<i>Pompeius amblyspila</i> (Mabille, 1898)	<i>Vehilius celeus vetus</i> Mielke, 1969
<i>Pompeius pompeius</i> (Latreille, [1824])	<i>Vehilius inca</i> (Scudder, 1872)
<i>Pyrrhopygopsis socrates socrates</i> (Ménétriés, 1855)	<i>Vehilius stictomenes stictomenes</i> (Butler, 1877)
<i>Quinta cannae</i> (Herrich-Schäffer, 1869)	<i>Vettius artona</i> (Hewitson, 1868)
<i>Saliana esperi</i> Evans, 1955	<i>Vettius diversa diversa</i> (Herrich-Schäffer, 1869)
<i>Saliana fusta</i> Evans, 1955	<i>Vettius fantasos</i> (Cramer, 1780)
<i>Saliana longirostis</i> (Sepp, [1840])	<i>Vettius lafrenaye pica</i> (Herrich-Schäffer, 1869)
<i>Saliana mamurra</i> (Plötz, 1886)	<i>Vettius marcus marcus</i> (Fabricius, 1787)
<i>Saliana triangularis</i> (Kaye, 1914)	<i>Vettius phyllus prona</i> Evans, 1955
<i>Sodalia coler</i> (Schaus, 1902)	<i>Wallengrenia premnas</i> (Wallengren, 1860)
<i>Synapte silius</i> (Latreille, [1824])	<i>Xeniades chalestra chalestra</i> (Hewitson, 1866)
<i>Talides sergestus</i> (Cramer, 1775)	

Tabela 2: Espécies de borboletas ameaçadas que ocorrem nas matas a norte do Rio Doce, no Espírito Santo, até o sul da Bahia

Família/Espécie	Categoria	Ocorrência
Papilionidae		
<i>Heraclides himeros himeros</i> (Hopffer, 1865)*	EN	RJ, ES
Pieridae		
<i>Moschoneura pinthous methymna</i> (Godart, 1819)	VU	ES, BA
Nymphalidae		
<i>Eresia erysice erysice</i> (Geyer, 1832)	CR	BA
<i>Heliconius nattereri</i> C. Felder & R. Felder, 1865	VU	ES, BA
<i>Mcclungia cymo fallens</i> (Haensch, 1905)*	EN	MG, RJ, ES, BA
<i>Melinaea mnasias thera</i> C. Felder & R. Felder, 1865	CR	BA
<i>Napeogenes rhezia rhezia</i> (Geyer, [1834])*	VU	ES, BA
<i>Hyalyris leptalina</i> (C. Felder & R. Felder, 1865)*	EN	RJ, ES, MG
Lycaenidae		
<i>Arawacus aethesa</i> (Hewitson, 1867)	VU	MG, ES
Hesperiidae		
<i>Drephalys mourei</i> Mielke, 1968*	CR	SC, RJ, ES
<i>Turmada camposa</i> (Plötz, 1886)	EN	RJ, ES

Legenda: Categoria = categorias de ameaça: VU = vulnerável, EN = ameaçada, CR = criticamente ameaçada (dados de Machado *et al.*, 2008). O campo "Ocorrência" indica os estados em que há registros para a espécie: SC = Santa Catarina, SP = São Paulo, RJ = Rio de Janeiro, MG = Minas Gerais, ES = Espírito Santo, BA = Bahia. Em negrito estão as espécies que ocorrem na Reserva Natural Vale. Espécies com asterisco foram registradas próximas à reserva, entre Linhares e Pedro Canário (norte do ES).

Hesperiidae (192 espécies), seguida por Nymphalidae (183), Lycaenidae (56), Riodinidae (49), Pieridae (22) e Papilionidae (10). As famílias Hesperiidae e Nymphalidae, nessa ordem, são invariavelmente os grupos mais ricos em espécies na região Neotropical na maioria das listas disponíveis (Brown & Freitas, 1999; 2000a,b; Brown, 2005; Francini *et al.*, 2011).

Apesar de a riqueza da reserva (512 espécies) ser relativamente alta e equivalente àquela de outras áreas bem amostradas de Mata Atlântica (Francini *et al.*, 2011), ainda está abaixo de diversas localidades mais bem amostradas de Mata Atlântica, cujas riquezas podem variar de 570 a mais de 700 espécies (Francini *et al.*, 2011). Como exemplo, em Santa Teresa, uma localidade bem amostrada ao sul da RNV (mas com vegetação e topografia distintas), a lista inclui 769 espécies de borboletas (Brown & Freitas, 2000a), com 452 espécies em comum com a RNV.

De fato, se imaginarmos que o número total de espécies de borboletas pode ser estimado levando-se em conta que os Ithomiini perfazem 4,3 a 4,6% do total de espécies de uma localidade Neotropical (Beccaloni & Gaston, 1995) e que os Nymphalidae perfazem de 25 a 29% (Brown & Freitas, 2000b), a riqueza estimada de borboletas da RNV estaria entre cerca de 600 a 700 espécies. Números dessa grandeza não seriam difíceis de serem alcançados, especialmente se considerarmos as espécies já registradas em localidades próximas, como a Floresta Nacional de Goytacazes (também em Linhares) e os fragmentos florestais entre Conceição da Barra e Pedro Canário (Brown & Freitas, dados não publicados). Para Nymphalidae, por exemplo, uma família relativamente bem amostrada (vide algumas espécies desta família na Figura 1), possivelmente até 25 espécies poderiam ser adicionadas à lista com mais horas de amostragem.

Dentre essas, destacam-se diversas espécies do gênero *Eunica* Hübner, [1819] e espécies da tribo Satyrini (muito presentes na Floresta Nacional de Goytacazes). Em Papilionidae, uma família que em geral é bem amostrada com pouco tempo de trabalho (Iserhard *et al.*, 2013), seria esperada a presença de algumas espécies comuns e bem distribuídas por toda a Mata Atlântica, como *Parides anchises nephalion* (Godart, 1819) e *Parides zacyanthus zacyanthus* (Fabricius, 1793) (Troidini). Poderiam ocorrer ainda mais uma ou

duas espécies do gênero *Protesilaus* Swainson, [1832] (Leptocircini) e até a ameaçada *Heraclides himeros himeros* (Hopffer, 1865) (Papilionini), todas presentes em áreas próximas (por exemplo, *H. himeros himeros* ocorre em localidades a aproximadamente 30 km de distância da reserva). A lista de Pieridae está relativamente completa, e poucas adições seriam esperadas com base na fauna conhecida nos arredores da reserva. As maiores adições, entretanto, são esperadas nas famílias Hesperiidae, Lycaenidae e Riodinidae. Levando-se em conta que boa parte das espécies dessas três famílias ocorrem em baixa abundância, são erráticas no tempo e espaço e algumas vezes ocorrem em populações extremamente localizadas (especialmente Riodinidae), a acumulação de espécies nestes grupos é lenta e somente após muitos anos listas relativamente completas podem ser obtidas (Iserhard *et al.*, 2013). Como exemplo, mais de 20 espécies podem ser adicionadas à lista de Lycaenidae, e possivelmente o mesmo número em Riodinidae. Nesta última, é notável a ausência de espécies comuns e de ampla distribuição, como *Lemonias zygia zygia* Hübner, [1807], *Thisbe irenea* (Stoll, 1780), *Theope terambus* (Godart, [1824]) (Nymphidiini), *Eurybia molochina hyacinthina* Stichel, 1910 (Eurybiini), *Notheme erota* (Cramer, 1780) e *Ancyluris aulestes pandama* (Saunders, 1850) (Riodinini), todas presentes nos arredores da reserva. Finalmente, mais de 40 espécies poderiam ser adicionadas à lista de Hesperiidae, especialmente na tribo Pyrrhopygini, um grupo de difícil amostragem, pois as espécies são de voo rápido e, geralmente associadas ao dossel, e com apenas duas espécies registradas na reserva até o momento (contra oito espécies registradas em localidades próximas).

Em suma, apesar de a lista atual conter uma boa representatividade da fauna de borboletas da região, inventários adicionais que contemplem outras épocas do ano, especialmente o verão e outono, poderiam revelar muitas surpresas para a reserva, incluindo novos registros de espécies raras ou ameaçadas.

Análise da composição faunística

Na presente lista, a riqueza dos principais grupos de borboletas segue o padrão conhecido

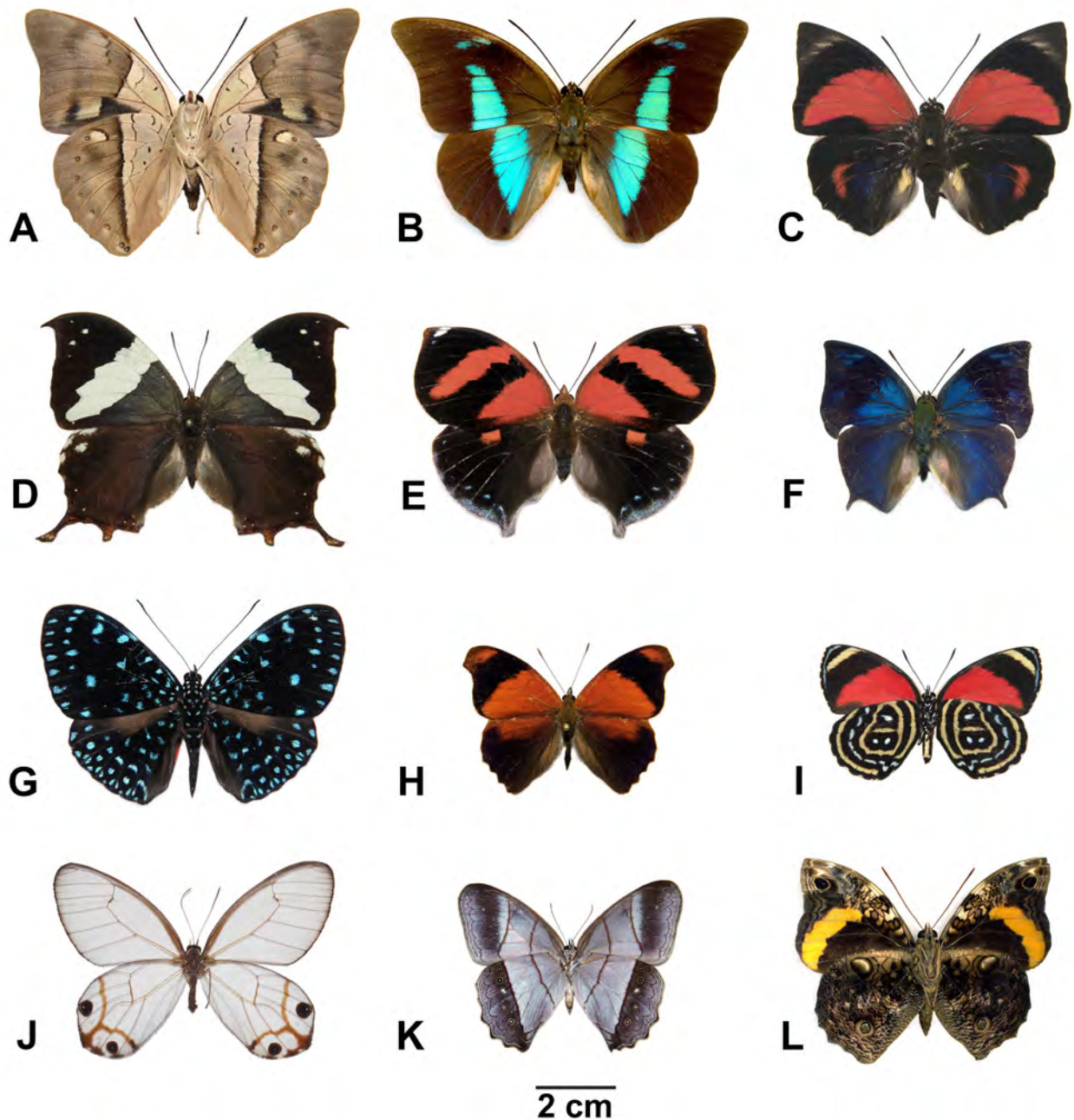


Figura 1: Exemplos de borboletas da família Nymphalidae. Legenda: A. *Archaeoprepona amphimachus pseudomeander*, B. *Archaeoprepona demophon thalpius*, C. *Prepona claudina claudina*, D. *Hypna clytemnestra huebneri*, E. *Siderone galanthis catarina*, F. *Memphis moruus stheno* (Charaxinae), G. *Hamadryas laodamia*, H. *Temenis huebneri korallion*, I. *Callicore astarte selima* (Biblidinae), J. *Haetera piera diaphana*, K. *Archeuptychia cluena* (Satyrinae: Satyrini), L. *Opsiphanes quiteria meridionalis* (Satyrinae: Brassolini).

para a lista total de borboletas do Brasil, onde Hesperidae é a família mais rica em espécies, seguida por Nymphalidae, um padrão usualmente obtido em localidades bem amostradas (ver Brown & Freitas, 1999 e Francini *et al.*, 2011). Em relação a Lycaenidae e Riodinidae, a primeira família apareceu como mais rica do que a segunda,

um padrão inverso tanto em relação àquele descrito para a região de Linhares/ES quanto em relação à lista total de borboletas do Brasil (onde Riodinidae tem mais espécies registradas do que Lycaenidae) (Francini *et al.*, 2011). De fato, já foi demonstrado que a riqueza de Riodinidae é positivamente correlacionada com a temperatura

média (Brown, 2005), sendo que localidades mais a sul na Mata Atlântica possuem uma maior riqueza de Lycaenidae, enquanto que em localidades mais ao norte e na Amazônia possuem mais espécies de Riodinidae (Francini *et al.*, 2011). No caso da lista da RNV, apenas um aumento do esforço amostral poderia revelar a verdadeira relação de riqueza entre essas duas famílias de difícil amostragem. Com relação a Papilionidae e Pieridae, as duas famílias menos diversas, o padrão registrado na reserva equivale àquele registrado na maioria das localidades do Brasil, onde Pieridae é mais rico que Papilionidae. Contudo, na presente lista, Pieridae possui mais que o dobro das espécies de Papilionidae, um padrão um pouco diferente do usualmente registrado para a Mata Atlântica (uma relação de 1,4 a 1,6 Pieridae para cada espécie de Papilionidae), e que pode ser atribuído à ausência de algumas espécies comuns de Papilionidae (ver discussão acima).

CONCLUSÕES

A Reserva Natural Vale, em Linhares, guarda uma fauna de borboletas característica da região norte do Espírito Santo, com uma mistura de elementos do sul da Mata Atlântica e os endemismos do sul da Bahia, além de servir de refúgio para espécies de borboletas ameaçadas de extinção. Somado a isso, a grande extensão florestal da Reserva, e sua contiguidade com a Reserva de Sooretama, ao norte, fazem dessa área um dos principais refúgios de fauna de toda a região.

AGRADECIMENTOS

Aos colegas Cristiano Agra Iserhard e Marlon Paluch pelas críticas e sugestões na versão final do trabalho. Aos Profs. W. W. Benson e Ronaldo B. Francini pelo auxílio no campo e disponibilização de material na reserva. AVLF agradece ao CNPq (302585/2011-7 e 303834/2015-3), ao NSF-EUA (DEB-1256742) e à FAPESP (auxílios 11/50225-3 e 2013/50297-0) pelo auxílio financeiro. OHHM e JVN agradecem ao CNPq e JPS agradece a Capes pela bolsa de Doutorado. À Pós Graduação em Ecologia da Unicamp pelo apoio logístico e financeiro em algumas viagens de coleta.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Andrade-Lima, D. 1966. Contribuição ao estudo do paralelismo da flora amazônico-nordestina. Bol. Inst. Pesq. Agron. Pernambuco, N. S., 19: 1–19.
- Beccaloni, G.W. & Gaston, K.J. 1995. Predicting the species richness of Neotropical forest butterflies: Ithomiinae (Lepidoptera: Nymphalidae) as indicators. *Biological Conservation* 71: 77–86.
- Brown Jr, K.S. 1972. Maximizing daily butterfly counts. *J Lepid Soc* 26:183–196.
- Brown Jr, K.S. 1977. Centros de evolução, refúgios quaternários e conservação de patrimônios genéticos na região neotropical: padrões de diferenciação em Ithomiinae (Lepidoptera: Nymphalidae). *Acta Amazonica* 7:75–137.
- Brown Jr, K.S. 1991. Conservation of Neotropical environments: insects as indicators, pp. 349–404. In Collins, N. M. & Thomas, J. A. (eds.). *The Conservation of Insects and their Habitats*, Academic Press, London.
- Brown Jr., K.S. & Freitas, A.V.L. 1999. Lepidoptera, p. 225–243. In: Joly, C.A. & C.E.M. Bicudo (orgs.). *Biodiversidade do Estado de São Paulo, Brasil: Síntese do Conhecimento ao Final do Século XX*. 5. Invertebrados terrestres. Brandão, C.R.F. & Canello, E.M. (eds.). São Paulo, FAPESP, xviii + 279 pp.
- Brown Jr., K.S. & Freitas, A.V.L. 2000a. Diversidade de Lepidoptera em Santa Teresa, Espírito Santo. *Boletim do Museu de Biologia Mello Leitão, Nova Série*, 11/12: 71–116.
- Brown Jr., K.S. & Freitas, A.V.L. 2000b. Atlantic Forest butterflies: indicators for landscape conservation. *Biotropica* 32: 934–956.
- Brown Jr., K.S. 2005. Geological, evolutionary and ecological bases of the diversification of Neotropical butterflies: implications for conservation p. 166–201. In: E. Bermingham, E.; C.W. Dick & Moritz, C. (eds.). *Tropical rainforests: Past, Present and Future*. Chicago, University of Chicago Press, 672 p.
- Francini, R.B.M; Duarte, Mielke, O.H.H; Caldas, A. & Freitas, A.V.L. 2011. Butterflies (Lepidoptera, Papilionoidea and Hesperioidea) of the “Baixada Santista” region, coastal São Paulo, southeastern Brazil. *Revista Brasileira de Entomologia* 55(1): 55–68,
- Freitas, A.V.L.; Iserhard, C.A.; Santos, J.P.; Carreira, J.Y.O.; Ribeiro, D.B.; Melo, D.H.A.; Rosa, A.H.B.; Marini-Filho, O.J.; Accacio, G.M. & Uehara-Prado, M. 2014. Studies with butterfly bait traps: an overview. *Revista Colombiana de Entomologia* 40: 209–218.
- Heikkilä, M.; Kaila, L.; Mutanen, M.; Peña, C. & Wahlberg, N. 2012. Cretaceous origin and repeated

- tertiary diversification of the redefined butterflies. *Proceedings of the Royal Society B* 279: 1093–1099.
- Iserhard, C.A.; Brown Jr, K.S. & Freitas, A.V.L. 2013. Maximized sampling of butterflies to detect temporal changes in tropical communities. *J Insect Conserv* 17: 615–622.
- Lamas, G. 2004. Checklist: Part 4A. Hesperioidea – Papilionoidea. In: J. B. Heppner (ed.). *Atlas of Neotropical Lepidoptera*. Gainesville, Association for Tropical Lepidoptera, Inc. Scientific Publishers. 439 p.
- Machado, A.B.M.; Drummond, G.M.M.; Paglia, A.P. 2008. Livro vermelho da fauna brasileira ameaçada de extinção. Ministério do Meio Ambiente, Brasília, Fundação Biodiversitas, Belo Horizonte. 1420 pp.
- Peixoto, A.L.; Rosa, M.M.T. & Joels, L.C.M. 1995. Diagrama de perfil e de cobertura de um trecho da floresta de tabuleiro na Reserva Florestal de Linhares (Espírito Santo, Brasil). *Acta Bot. Bras.* 9(2): 177–193.
- Peixoto, A.L.; Silva, I.M.; Pereira, O.J.; Simonelli, M.; Jesus, R.M. & Rolim, S.G. 2008. Tabuleiro Forests North of the Rio Doce: Their representation in the Vale do Rio Doce Natural Reserve, Espírito Santo, Brazil. *Mem. New York Bot. Gard.* 100:319–350.
- Rolim, S.G.; Peixoto, A.L.; Pereira, O.J.; Nadruz, M.; Siqueira, G.; Menezes, L.F.T. 2016. Angiospermas da Reserva Natural Vale, na Floresta Atlântica do Norte do Espírito Santo. In: Rolim, S.G.; Menezes, L.F.T. & Srbek-Araujo, A.C. (Eds.). *Floresta Atlântica de Tabuleiro: Diversidade e Endemismos na Reserva Natural Vale*. 496 p.
- Wahlberg, N.; Leneveu, J.; Kodandaramaiah, U.; Peña, C.; Nylin, S.; Freitas, A.V.L. & Brower, A.V.Z. 2009. Nymphalid butterflies diversify following near demise at the Cretaceous/Tertiary boundary. *Proceedings of the Royal Society B* 276: 4295–4302.

20 A FAUNA DE ABELHAS E VESPAS APOIDEAS (HEXAPODA: HYMENOPTERA: APOIDEA) DA RESERVA NATURAL VALE, NORTE DO ESPÍRITO SANTO

André Nemésio, José Eustáquio dos Santos Júnior & Sandor Christiano Buys

INTRODUÇÃO

Os insetos representam a maior proporção de toda a biodiversidade conhecida, ainda que aí incluamos os microrganismos e as plantas (Lewinsohn & Prado, 2002; Grimaldi & Engel, 2005). Dentre os insetos, os himenópteros (abelhas, formigas e vespas) constituem um dos grupos que apresentam maior riqueza, com mais de 150.000 espécies descritas, sendo que as abelhas e vespas representam quase 90% desta diversidade (Grimaldi & Engel, 2005).

Apoidea é uma das três superfamílias em que estão divididos os himenópteros aculeados, ou seja, aqueles que possuem o ovipositor transformado em ferrão. Em Apoidea estão incluídas as abelhas e as vespas apoideas, também chamada de vespas esfeciformes ou esfecoides. As abelhas estão atualmente divididas em sete famílias: Andrenidae, Apidae, Colletidae, Halictidae, Megachilidae, Melittidae e Stenotritidae (Michener, 2007). Destas, apenas as cinco primeiras ocorrem na região Neotropical. Atualmente, cerca de 20.000 espécies de abelhas são reconhecidas globalmente, sendo que aproximadamente 10% deste total ocorre no Brasil (Silveira *et al.*, 2002). Por outro lado, existem cerca de 10.000 espécies de vespas apoideas distribuídas em todos os continentes e classificadas em quatro famílias atuais

reconhecidas: Ampulicidae, Crabronidae, Sphecidae e Heterogynaidae (Pulawski, 2015), sendo que a última não ocorre na região Neotropical.

O estado do Espírito Santo, no sudeste do Brasil, abrigou uma das mais exuberantemente ricas porções da Mata Atlântica brasileira no passado recente. Entretanto, a maior parte desta floresta foi completamente desmatada durante o século XX, restando apenas alguns poucos fragmentos de mata na região (Dean, 1995; Galindo-Leal & Câmara, 2003). Apenas dois desses fragmentos, a Reserva Natural Vale, com área de 22.711 ha, e a Reserva Biológica de Sooretama, com área de 24.000 ha, são maiores que 10.000 ha no estado. Contudo, essas duas áreas se conectam e constituem um remanescente contínuo com área total de aproximadamente 46.000 ha, que representa cerca de 10% de toda a cobertura vegetal remanescente do estado do Espírito Santo (Fundação SOS Mata Atlântica, 1993; Ribeiro *et al.*, 2009).

O conhecimento sobre as faunas de abelhas e vespas apoideas da região é bastante heterogêneo. No caso das abelhas, de forma geral, a fauna relacionada às áreas abertas é mais bem estudada que aquela associada à floresta ombrófila densa (Michener, 2007; Gonçalves & Brandão, 2008). Embora nas duas últimas décadas o conhecimento tenha aumentado, houve um foco em alguns

táxons como, por exemplo, na subtribo Euglossina (Apidae), mais conhecida como abelhas-das-orquídeas. Este fato pode estar relacionado à (I) facilidade na amostragem dessas abelhas em campo, através da atração dos machos da maioria das espécies por iscas aromáticas (Dodson *et al.*, 1969; Nemésio & Silveira, 2004, 2006; Nemésio, 2012a) e (II) ao aumento no número de pesquisadores que se dedicam, parcial ou integralmente, a esse táxon. Levantamentos de outros grupos taxonômicos exigem a necessidade de um esforço de coleta mais exaustivo ao longo das estações do ano, utilizando-se da captura ativa em flores, aliada a outras estratégias como pratos armadilha, ninhos armadilha, armadilha de interceptação de voo e atração com substâncias açucaradas, para que a grande maioria das espécies seja amostrada (Silveira *et al.*, 2002; Krug & Alves-dos-Santos, 2008). Porém, não basta formar coleções; também é necessária a existência de especialistas nos diversos grupos taxonômicos a fim de proceder-se à correta identificação dos espécimes coletados. Por essas razões, as abelhas euglossinas constituem o grupo de himenópteros mais bem estudado da Reserva Natural Vale (RNV) (Bonilla-Gómez, 1999; Nemésio, 2013b). Essa discrepância torna-se ainda mais relevante quando se leva em consideração que nas últimas duas décadas, além de novas espécies de abelhas euglossinas (Nemésio, 2006, 2007a,b, 2009, 2011b,d, 2012b; Faria & Melo, 2012; Hinojosa-Diaz *et al.*, 2012; Nemésio & Engel, 2012), foram registradas e descritas algumas espécies novas de abelhas de outros grupos taxonômicos pertencentes ao centro de endemismo que engloba esta região (ver Pedro & Camargo, 2003; Graf & Urban, 2008; Santos Júnior *et al.*, 2015).

As vespas apoideas, por sua vez, são ainda pouco estudadas no Brasil. Embora tenham sido feitas importantes contribuições sobre a fauna neotropical de Sphecidae e Crabronidae (p. ex. Amarante, 2002, 2005), os estudos taxonômicos com estes grupos ainda são escassos e o material depositado em coleções entomológicas é incipiente em representar a fauna brasileira. Em geral, dentre as vespas apoideas, Sphecidae é o grupo mais abundante em coleções, certamente pelo fato destas vespas serem grandes e vistosas, além de

comumente nidificarem em áreas abertas e mesmo antropizadas.

O objetivo do presente estudo é diagnosticar o atual conhecimento da fauna de abelhas e vespas apoideas que ocorrem na Reserva Natural Vale, levando-se em consideração a riqueza e relevância dessa fauna no contexto regional e da Mata Atlântica como um todo.

METODOLOGIA

Para o levantamento das espécies de abelhas e vespas apoideas presentes na Reserva Natural Vale e arredores, incluindo a vizinha e contígua Reserva Biológica de Sooretama, foram utilizados dados da literatura especializada, além do estudo de exemplares depositados nas seguintes coleções entomológicas: Coleção Entomológica da Reserva Natural Vale (CERNV), Coleção de Insetos Hymenoptera do Centro de Coleções Taxonômicas da Universidade Federal de Minas Gerais (UFMG), Laboratório de Taxonomia de Abelhas da Universidade Federal de Uberlândia (UFU), Coleção Entomológica da Universidade de São Paulo em Ribeirão Preto (RPSP), Museu de Zoologia da Universidade de São Paulo (MZUSP), Museu Nacional, Universidade Federal do Rio de Janeiro (MNRJ), e Coleção Entomológica do Instituto Oswaldo Cruz (Ceioc).

A criação do município de Sooretama é recente, tendo sido este município emancipado de Linhares através da Lei Estadual 4.693, de 31 de março de 1994 (Câmara Municipal de Sooretama, 2015). Por esta razão, parte do material obtido anteriormente ao ano de 1994 e etiquetado como proveniente de Linhares pode ter sido coletado no território que hoje pertence à Sooretama. Pela contiguidade das áreas de mata dos dois municípios, assumimos aqui que as espécies oriundas de Sooretama também devam ocorrer na Reserva Natural Vale, razão pela qual os resultados abaixo incluem espécies coletadas em toda a região.

RESULTADOS E DISCUSSÃO

Sessenta e cinco espécies de abelhas pertencentes às famílias Andrenidae (1), Apidae (55), Colletidae (2), Halictidae (5) e Megachilidae (2) foram

reconhecidas como oriundas da Reserva Natural Vale e arredores (Tabelas 1 e 2). Destas, 28 pertencem à subtribo Euglossina, representadas pelos gêneros *Eufriesea*, *Euglossa*, *Eulaema* e *Exaerete*. Vinte e sete espécies de vespas apoideas, sendo 18 espécies de

Sphecidae (Tabela 3) e nove de Crabronidae (Tabela 4), foram registradas para a região de Linhares e Sooretama, ao passo que nenhuma espécie de Ampulicidae foi encontrada, embora esta seja uma família bem representada no Brasil.

Tabela 1: Lista das espécies de abelhas coletadas na Reserva Natural Vale e depositadas na Coleção Entomológica da Reserva Natural Vale. F: fêmea; M: macho; O: operária.

Família	Espécies	Número de tomo	Sexo
Apidae	<i>Apis mellifera</i> Linnaeus, 1758	4.426	O
	<i>Centris (Heterocentris) terminata</i> Smith, 1874	6.600	F
	<i>Diadasina distincta</i> (Holmberg, 1903)	3.884	F
	<i>Euglossa (Euglossa) marianae</i> Nemésio, 2011	5.539 e 4.444	2M
	<i>Euglossa (Euglossa) securigera</i> Dressler, 1982	4.454	M
	<i>Euglossa (Euglossa) sp.</i>	4.411 e 3.773	2F
	<i>Euglossa (Euglossella) viridis</i> (Perty, 1833)	5.594	M
	<i>Eulaema (Apeulaema) nigrita</i> Lepeletier, 1841	3.428 e 5.117	2M
	<i>Exaerete smaragdina</i> (Guérin, 1844)	760, 3.114 e 4.763	2M e 1F
	<i>Florilegus (Eufleurilegus) similis</i> Urban, 1970	4.459	M
	<i>Melipona (Eomelipona) marginata</i> Lepeletier, 1836	4.637	O
	<i>Oxytrigona tataira</i> (Smith, 1863)	702	O
	<i>Partamona ailyae</i> Camargo, 1980	4.080	O
	<i>Thygater (Thygater) analis</i> (Lepeletier, 1841)	4.424	F
	<i>Trichocerapis sp. n.</i>	4.425	F
	<i>Trigona spinipes</i> (Fabricius, 1793)	4.355	O
	Halictidae	<i>Augochloropsis patens</i> (Vachal, 1903)	1.698
<i>Xenochlora sp. n.</i>		4.142	F

Tabela 2: Lista das espécies de abelhas que ocorrem na Reserva Natural Vale, baseada na literatura e nas coleções entomológicas da Universidade Federal de Minas Gerais, da Universidade Federal de Uberlândia e da Universidade de São Paulo (Ribeirão Preto).

Família	Espécie	Referência
Andrenidae	<i>Oxaea sooretama</i> Graf & Urban, 2008	Graf & Urban, 2008
Apidae	<i>Bombus (Thoracobombus) brasiliensis</i> Lepeletier, 1836	Moure & Sakagami, 1962
	<i>Centris (Centris) varia</i> (Erichson, 1849)	UFMG
	<i>Epicharis (Epicharis) umbraculata</i> (Fabricius, 1804)	UFMG
	<i>Eufriesea atlantica</i> Nemésio, 2008	Nemésio, 2013b*
	<i>Eufriesea mussitans</i> (Fabricius, 1787)	Bonilla-Gómez, 1999**
	<i>Eufriesea surinamensis</i> (Linnaeus, 1758)	Nemésio, 2013b
	<i>Eufriesea violacea</i> (Blanchard, 1840)	Bonilla-Gómez, 1999
	<i>Euglossa (Euglossa) adistola</i> Hinojosa-Díaz, Nemésio & Engel, 2012	Nemésio, 2013b
	<i>Euglossa (Euglossa) avicula</i> Dressler, 1982	Nemésio, 2013b
	<i>Euglossa (Euglossa) botocuda</i> Faria & Melo, 2012	Faria & Melo, 2012
	<i>Euglossa (Euglossa) calycina</i> Faria & Melo, 2012	Faria & Melo, 2012
	<i>Euglossa (Euglossa) carolina</i> Nemésio, 2009	Nemésio, 2013b
	<i>Euglossa (Euglossa) cognata</i> Moure, 1970	Nemésio, 2013b
	<i>Euglossa (Euglossa) clausi</i> Nemésio & Engel, 2012	Nemésio, 2013b
	<i>Euglossa (Euglossa) despecta</i> Moure, 1968	Nemésio, 2013b
<i>Euglossa (Euglossa) liopoda</i> Dressler, 1982	Nemésio, 2013b	
<i>Euglossa (Euglossa) marianae</i> Nemésio, 2011	Nemésio, 2013b	

Família	Espécie	Referência
	<i>Euglossa (Euglossa) milenae</i> Bembé, 2007	Nemésio, 2013b
	<i>Euglossa (Euglossa) monnei</i> Nemésio, 2012	Nemésio, 2013b
	<i>Euglossa (Euglossa) pleosticta</i> Dressler, 1982	Nemésio, 2013b
	<i>Euglossa (Euglossa) securigera</i> Dressler, 1982	Nemésio, 2013b
	<i>Euglossa (Glossura) ignita</i> Smith, 1874	Nemésio, 2013b
	<i>Euglossa (Glossura) imperialis</i> Cockerell, 1922	Nemésio, 2013b
	<i>Euglossa (Glossura) roubiki</i> Nemésio, 2009	Nemésio, 2013b
	<i>Eulaema (Apeulaema) marcii</i> Nemésio, 2009	Nemésio, 2013b
	<i>Eulaema (Apeulaema) nigrita</i> Lepeletier, 1841	Nemésio, 2013b
	<i>Eulaema (Eulaema) atleticana</i> Nemésio, 2009	Nemésio, 2013b
	<i>Eulaema (Eulaema) niveofasciata</i> (Friese, 1899)	Nemésio, 2013b
	<i>Exaerete frontalis</i> (Guérin-Méneville, 1844)	Nemésio, 2013b
	<i>Exaerete smaragdina</i> (Guérin-Méneville, 1844)	Nemésio, 2013b
	<i>Exomalopsis (Exomalopsis) auropilosa</i> Spinola, 1853	Comério et al., 2013
	<i>Melipona (Eomelipona) marginata carioca</i> Moure, 1971	Gonçalves & Brandão, 2008
	<i>Melipona (Michmelia) fuliginosa</i> Lepeletier, 1836	Camargo & Pedro, 2008
	<i>Melipona (Michmelia) mondury</i> Smith, 1863	UFMG
	<i>Paratetrapedia bicolor</i> (Smith, 1854)	Gonçalves & Brandão, 2008
	<i>Paratrigona subnuda</i> Moure, 1947	Gonçalves & Brandão, 2008
	<i>Partamona ailyae</i> Camargo, 1980	UFMG
	<i>Partamona helleri</i> (Friese, 1900)	Gonçalves & Brandão, 2008;
	<i>Partamona sooretamae</i> Pedro & Camargo, 2003	Pedro & Camargo, 2003 e RPSP
	<i>Plebeia lucii</i> Moure, 2004	Pedro & Camargo, 2003 e RPSP
	<i>Plebeia poecilochroa</i> Camargo & Moure, 1989	Gonçalves & Brandão, 2008
	<i>Scaptotrigona xanthotricha</i> Moure, 1950	Gonçalves & Brandão, 2008
	<i>Trigona branneri</i> Cockerell, 1912	Duarte et al., 2014
	<i>Trigona braueri</i> Friese, 1900	RPSP
	<i>Trigona hyalinata</i> (Lepeletier, 1836)	UFMG
	<i>Trigona recurva</i> Smith, 1863	Gonçalves & Brandão, 2008;
	<i>Trigona spinipes</i> (Fabricius, 1793)	Comério et al., 2013
		UFMG
Colletidae	<i>Hylaeus</i> sp.	Gonçalves & Brandão, 2008;
	<i>Ptiloglossa</i> sp.	Comério et al., 2013
Halictidae	<i>Augochlorella acarinata</i> Coelho, 2004	UFMG
	<i>Megalopta aegis</i> (Vachal, 1904)	UFMG
	<i>Megalopta sodalis</i> (Vachal, 1904)	Comério et al., 2013
Megachilidae	<i>Hypanthidium divaricatum</i> (Smith, 1854)	Santos & Melo, 2014
	<i>Megachile</i> sp.	Santos & Melo, 2014 e UFMG
		UFMG
		UFMG

*Todos os espécimes citados em Nemésio (2013b) encontram-se atualmente depositados nas coleções UFMG e UFU.

**A maior parte do material testemunho citado em Bonilla-Gómez (1999) encontra-se atualmente depositada na coleção UFMG.

Tabela 3: Lista das espécies de Sphecidae que ocorrem no município de Linhares, com base nos exemplares depositados em coleções entomológicas (a lista inclui exemplares coletados no atual município de Sooretama).

Sub-família	Espécie	Referência
Ammophilinae	<i>Ammophila gracilis</i> Lepeletier, 1845	MZUSP
	<i>Eremnophila binodis</i> (Fabricius, 1798)	MNRJ/CERNV
	<i>Eremnophila eximia</i> (Lepeletier, 1845)	MZUSP
	<i>Eremnophila willinki</i> Menke, 1964	CERNV
Sceliphrinae	<i>Dynatus nigrepes spinolae</i> (Lepeletier, 1845)	MZUSP CERNV
	<i>Penepodium egregium</i> (Saussure, 1867)	MZUSP
	<i>Penepodium spretum</i> (Kohl, 1902)	MZUSP
	<i>Trigonopsis rufiventris</i> (Fabricius, 1804)	MZUSP
	<i>Sceliphron asiaticum</i> (Linnaeus, 1758)	CERNV
	<i>Sceliphron fistularium</i> (Dahlbom, 1843)	MNRJ/MZUSP/CEIOC
Sphecinae	<i>Prionyx chilensis</i> (Spinola, 1851)	MZUSP
	<i>Prionyx fervens</i> (Linnaeus, 1758)	MZUSP
	<i>Prionyx thomae</i> (Fabricius, 1775)	MZUSP
	<i>Sphex calliginosus</i> Erichson, 1849	MZUSP
	<i>Sphex ichneumoneum</i> (Linnaeus, 1758)	CERNV
	<i>Sphex ingens</i> F. Smith, 1856	MZUSP
	<i>Sphex melanopus</i> (Dahlbom, 1845)	CERNV
	<i>Sphex opacus</i> Dahlbom, 1845	MZUSP/CERNV

Tabela 4: Lista das espécies de Crabronidae que ocorrem no município de Linhares, com base nos exemplares depositados em coleções entomológicas.

Sub-família	Espécie	Referência
Bembicinae	<i>Rubrica nasuta</i> (Christ, 1791)	CERNV
	<i>Bicyrtes discisus</i> (Taschenberg, 1870)	CERNV
	<i>Stictia signata</i> (Linnaeus, 1758)	CERNV
	<i>Hoplisoides</i> sp.	CERNV
Crabroninae	<i>Larra bicolor</i> Fabricius, 1804 ou <i>Larra predatrix</i> (Strand, 1910)*	MNRJ
	<i>Trypoxylon</i> sp.1	CERNV
	<i>Trypoxylon</i> sp.2	CERNV
Philanthinae	<i>Cerceris</i> sp.1	CERNV
	<i>Cerceris</i> sp.2	CERNV

* Na revisão mais recente deste gênero, Menke (1992) coloca estas duas espécies como crípticas e afirma que só é possível diferenciá-las estudando o macho. No material examinado havia apenas fêmeas, de forma que uma identificação precisa não foi possível.

Como se depreende dos resultados acima, as abelhas-das-orquídeas constituem o grupo melhor amostrado na Reserva Natural Vale. Entre 1996 e 1997, Bonilla-Gómez (1999) realizou amostragens quinzenais em nove pontos distintos na Reserva, amostrando mais de 16.000 espécimes, pertencentes a mais de 30 espécies. Doze anos depois, Nemésio (2013b) realizou amostragens em quatro dos nove pontos anteriormente amostrados por Bonilla-Gómez (1999), coletando mais de 3.000 espécimes pertencentes a 24 espécies. As

inconsistências taxonômicas entre os dois estudos foram tratadas por Nemésio (2013b). No presente trabalho, reconhecemos 28 espécies deste táxon ocorrendo na RNV.

As amostragens de abelhas euglossinas são as únicas que apresentam dados confiáveis de abundância, por terem sido realizadas com metodologias padronizadas. Tanto no levantamento realizado por Bonilla-Gómez (1999) quanto naquele realizado por Nemésio (2013b), *Euglossa carolina* Nemésio, 2009 – tratada como *Euglossa*

cordata (Linnaeus, 1758) por Bonilla-Gómez – representou mais de 44% de toda a comunidade de abelhas euglossinas. Esta espécie é típica de áreas abertas ou com forte influência antrópica, sendo, juntamente com *Eulaema nigrita* Lepeletier, 1841, a espécie mais comum de abelha-das-orquídeas em toda a Mata Atlântica (Nemésio, 2009). Todavia, a RNV também abriga espécies raras ou altamente dependentes de ambientes densamente florestados, como *Euglossa cognata* Moure, 1970 e *Euglossa marianae* Nemésio, 2011 (Figura 1). É importante destacar que Nemésio (2013b) sugeriu que essas espécies podem estar em declínio na região, e seu monitoramento na RNV faz-se necessário para confirmar essa possibilidade.

A riqueza de 28 espécies de abelhas euglossinas para a área é uma das maiores da Mata Atlântica, superando as 22 espécies encontradas por Tonhasca Jr. *et al.* (2002) para um remanescente florestal de tamanho similar no nordeste do estado do Rio de Janeiro e aproximando-se das cerca de 30 espécies presentes nos grandes remanescentes florestais do sul da Bahia (Nemésio, 2011a, 2012c, 2013a,c,d, 2014; Nemésio *et al.*, 2012; Nemésio & Vasconcelos, 2013) e do Centro de Endemismo Pernambuco (Nemésio, 2010a,b; Nemésio & Santos Júnior, 2014). Se comparada às demais áreas já inventariadas, a RNV abriga a fauna de euglossinas mais rica do estado do Espírito Santo, sobressaindo-se à Reserva Biológica do Córrego Grande, com 20 espécies (Nemésio, 2011b), à Floresta Nacional do Rio Preto, com 19 espécies (Nemésio, 2011b),

à Reserva Biológica Córrego do Veado, com 17 espécies (Nemésio, 2011b) e à Estação Biológica Santa Lúcia, com 16 espécies (Buys *et al.*, 2013).

Com relação às demais abelhas, dentre as presentes na coleção de insetos da Reserva Natural Vale, duas são possivelmente novas, uma pertencente ao gênero *Trichocerapis* (Apidae) e outra ao gênero *Xenochlora* (Halictidae) (ver Tabela 1). Dos registros obtidos na literatura (Tabela 2), o espécime citado por Moure & Sakagami (1962) como *Bombus brasiliensis* Lepeletier, 1836 foi recentemente descrito como uma nova espécie, *B. bahiensis* Santos Júnior & Silveira (em Santos Júnior *et al.*, 2015).

O gênero *Xenochlora* possui atualmente quatro espécies descritas, todas restritas à região amazônica, duas delas ocorrendo no Brasil (Moure, 2012). Os espécimes pertencentes a este gênero são raros nas coleções taxonômicas, pois dificilmente são coletados (Engel *et al.*, 1997; Tierney *et al.*, 2008; Santos & Melo, 2013). O espécime depositado na Coleção Entomológica da Reserva Natural Vale é possivelmente uma terceira espécie do gênero, cuja distribuição é disjunta em relação às demais (Figura 2).

Outra possível espécie nova é o espécime pertencente ao gênero *Trichocerapis*, gênero este que possui atualmente quatro espécies descritas, três presentes no Brasil (Urban *et al.*, 2012). Destas, apenas *Trichocerapis mirabilis* (Smith, 1865) conhecidamente ocorre no Espírito Santo (Urban *et al.*, 2012) (Figura 3).

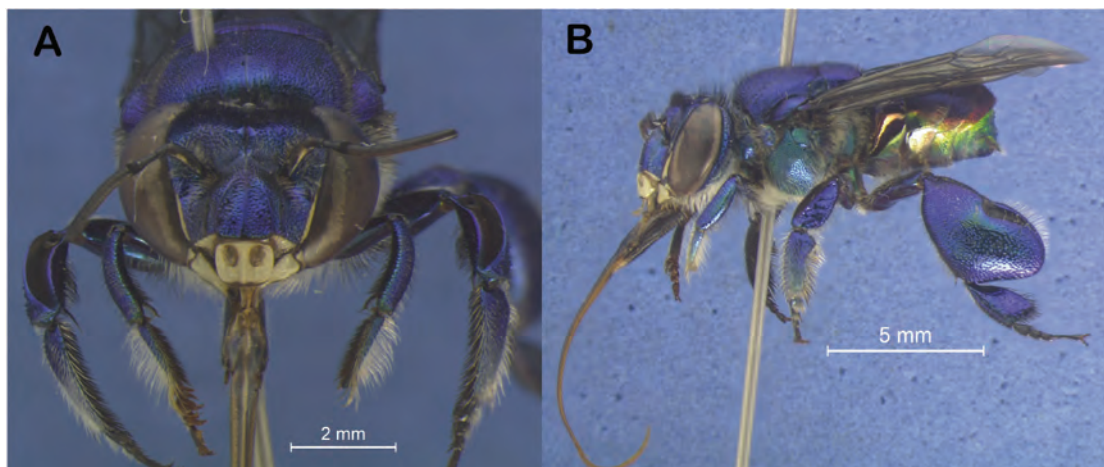


Figura 1: *Euglossa marianae* vista frontal (A) e lateral (B). É uma espécie endêmica da Mata Atlântica, restrita a remanescentes florestais de grande porte, com densa cobertura vegetal e pouco perturbados.



Figura 2: *Xenochlora* sp. n. vista frontal (A) e lateral (B). Primeiro registro do gênero para a Mata Atlântica.

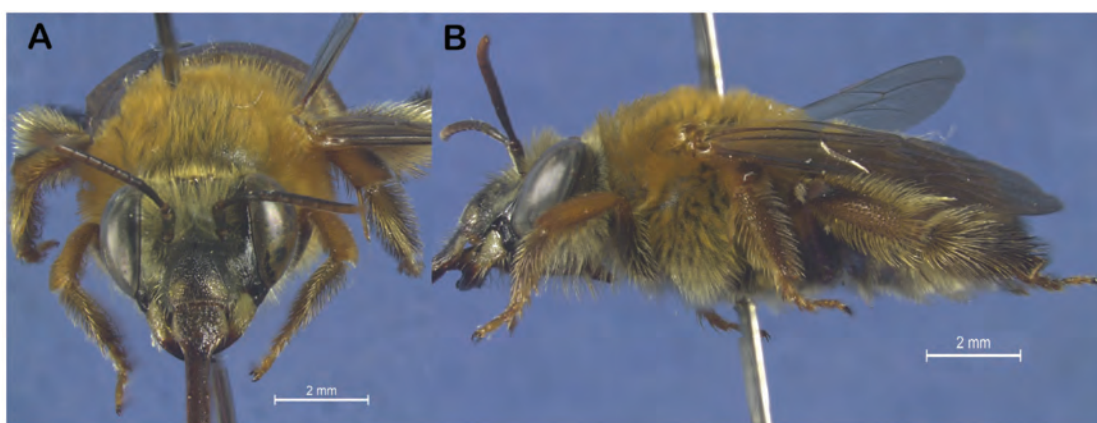


Figura 3: *Trichocerapis* sp. n. vista frontal (A) e lateral (B). As espécies deste gênero geralmente forrageiam nas plantas presentes no sub-bosque das matas.

As espécies da subtribo Meliponina (Apidae), representadas aqui pelos gêneros *Oxytrigona*, *Melipona*, *Paratrigona*, *Partamona*, *Plebeia*, *Scaptotrigona* e *Trigona*, são popularmente conhecidas como abelhas indígenas sem ferrão. A maioria das espécies desta subtribo geralmente constrói seus ninhos em troncos de árvores ocas (Silveira *et al.*, 2002), sendo assim sensíveis ao desmatamento e a mudanças na estrutura e composição da vegetação (veja Brown & Albrecht, 2001). Das espécies apresentadas nas Tabelas 1 e 2, *Melipona marginata* (Lepeletier, 1836), *Melipona mondury* (Smith, 1863), *Paratrigona subnuda* (Moure, 1947), *Partamona helleri* (Friese, 1900), *Partamona sooretamae* Pedro & Camargo, 2003, *Plebeia lucii* Moure, 2004, *Plebeia poecilochroa* Moure & Camargo, 1993, *Scaptotrigona xanthotricha* Moure, 1950 e *Trigona braueri* Friese, 1900 possuem a distribuição coincidente com a da Mata Atlântica (Camargo &

Pedro, 2013), sendo que *P. sooretamae* é endêmica do Espírito Santo (Pedro & Camargo, 2003; Graf & Urban, 2008). Outra espécie endêmica da região é *Oxaea sooretama* (Andrenidae) (Graf & Urban, 2008).

Buys & Rodrigues (2014) citaram a ocorrência de 24 espécies de Sphecidae para o Espírito Santo e apontaram a região dos municípios de Linhares e Sooretama como a mais rica do estado, com 14 espécies, ficando o município de Santa Teresa em seguida, com nove espécies. No presente trabalho, registramos a ocorrência de quatro espécies não citadas por Buys & Rodrigues (2014) para a região: *Eremnophila willinki* Menke, 1964, *Sceliphron asiaticum* (Linnaeus, 1758), *Sphex melanopus* (Dahlbom, 1845) e *Sphex ichneumoneus* (Linnaeus, 1758), reafirmando a área como a mais rica em espécies de Sphecidae do estado. Das quatro espécies acima citadas, as três primeiras não eram registradas anteriormente para o Espírito Santo,

ampliando para 27 o número total de espécies de Sphecidae conhecidas para o estado.

Das cerca de 100 espécies de Sphecidae citadas para o Brasil (Amarante, 2002, 2005), quase um quarto ocorre na região de Linhares/Sooretama. Por outro lado, muito pouco material de Crabronidae foi encontrado. Embora mais de 500 espécies desta família sejam citadas para o Brasil (Amarante, 2002, 2005) e cerca de 60 para o estado do Espírito Santo (Amarante, 2005; Buys, 2014), apenas nove espécies foram identificadas no presente trabalho, sendo muito provavelmente uma subestimativa da fauna local de Crabronidae. Esta família, além de pouco coletada no Brasil, possui grandes lacunas de estudos taxonômicos. Por exemplo, a maior parte das espécies neotropicais de gêneros megadiversos, como *Cerceris* e *Trypoxylon*, respectivamente com 870 e 634 espécies descritas (Pulawski, 2015b), nunca foi revisada e, portanto, é virtualmente impossível identificá-las com precisão.

A região Central-Serrana do Espírito Santo tem sido apontada como uma das mais ricas, não só do estado, mas de toda a Mata Atlântica, em espécies de vários grupos de vertebrados (e.g. Passamani *et al.*, 2000; Simon, 2000) e de vegetais (Thomaz & Monteiro, 1997), sendo mais recentemente apontada também como uma das regiões mais ricas do Brasil em diversos grupos de insetos (p. ex. Maia *et al.*, 2014; Antunes *et al.*, 2015). O presente trabalho mostra que a região de Linhares é significativamente mais rica em espécies do que a região Central-Serrana do estado, pelo menos em relação a Euglossina e Sphecidae, os grupos de Apoidea melhor amostrados da área, sugerindo que esta riqueza pode ser estendida para outros grupos de insetos à medida que se intensifiquem os estudos entomológicos na área. Os dados apresentados no presente estudo evidenciam, mais uma vez, a enorme riqueza biológica da Mata Atlântica do Espírito Santo e reiteram a necessidade de se preservar e estudar a Reserva Natural Vale.

AGRADECIMENTOS

Agradecemos aos curadores das coleções entomológicas consultadas para o presente estudo, por facilitarem nosso acesso às mesmas e ao Prof. Adalberto José dos Santos, da Universidade

Federal de Minas Gerais, por nos permitir utilizar o equipamento para preparar as imagens das Figuras 1 a 3. Agradecemos aos revisores Rafael Rodrigues Ferrari (York University, Canadá) e Orlando Tobias Silveira (Museu Paraense Emilio Goeldi, Pará) pelos valiosos comentários a uma versão preliminar deste manuscrito, que muito contribuíram para o enriquecimento desta versão final.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Amarante, S.T.P. 2002. A synonymic catalog of the neotropical Crabronidae and Sphecidae (Hymenoptera: Apoidea). *Arquivos de Zoologia*, 37, 1–139.
- Amarante, S.T.P. 2005. Addendum and corrections to a synonymic catalog of Neotropical Crabronidae and Sphecidae. *Papéis Avulsos de Zoologia*, 45, 1–18.
- Antunes, C.A.O.; Buys, S.C. & Felix, M. 2015. Inventário preliminar das cigarrinhas da tribo Cicadellini (Insecta: Hemiptera: Cicadellidae) ocorrentes no Estado do Espírito Santo, Brasil, com ênfase no município de Santa Teresa. *Boletim do Museu de Biologia Mello Leitão (Nova Série)*, 37, 1–17.
- Bonilla-Gómez, M.A. 1999. Caracterização da Estrutura Espaço-temporal da Comunidade de Abelhas Euglossinas (Hymenoptera, Apidae) na HiléiaBahiana. Ph. D. Dissertation. Universidade Estadual de Campinas, Campinas, Brazil, xii + 153pp.
- Brown, J.C. & Albrecht, C. 2001. The effect of tropical deforestation on stingless bees of the genus *Melipona* (Insecta: Hymenoptera: Apidae: Meliponini) in central Rondônia, Brazil. *Journal of Biogeography*, 28, 623–634.
- Buys, S.C. 2014. Behavioural and biological notes on Crabronidae (Hymenoptera: Apoidea) and new geographic records to the Espírito Santo State (Southeast Brazil). *Boletim do Museu de Biologia Mello Leitão (Nova Série)*, 33, 19–24.
- Buys, S.C. & Rodrigues, C.L. 2014. Inventory of sphecid wasps (Hymenoptera: Apoidea: Sphecidae) from the Espírito Santo State (Southeast Brazil). *Boletim do Museu de Biologia Mello Leitão (Nova Série)*, 33, 35–46.
- Buys, S.C.; Schmittel, A.C.; Silva, M.F.; Soares, R.C.; Rodrigues, C.L.; Antunes, C.A.O. & Leibão, J. 2013. Inventário de abelhas Euglossini (Hymenoptera, Apidae) da Estação Biológica de Santa Lúcia (Santa Teresa, ES, sudeste do Brasil), com uma lista das espécies da tribo que ocorrem no Estado do Espírito Santo. *Acta Biologica Paranaense*, 42, 217–228.

- Câmara Municipal de Sooretama. 2015. <http://www.camarasooetama.es.gov.br/historia.asp>. Acessado em 20/03/2015.
- Camargo J.M.F. & Pedro, S.R.M. 2013. Meliponini Lepeletier, 1836. Em: Moure, J.S.; Urban, D. & Melo, G.A.R. (Orgs). Catalogue of Bees (Hymenoptera, Apoidea) in the Neotropical Region - online version. Disponível em <http://www.moure.cria.org.br/catalogue>. Acessado em 18/03/2015
- Camargo, J.M.F. & Pedro, S.R.M. 2008. Revisão das espécies de *Melipona* do grupo fuliginosa (Hymenoptera, Apoidea, Apidae, Meliponini). Revista Brasileira de Entomologia, 52, 411–427.
- Comério, E.F.; Benassi, V.L.R.M.; Paziani, M.H. & Teixeira, A.F.R. 2013. Efeito da vegetação invasora no incremento da fauna apícola, em um cultivo de coqueiro anão verde, em Linhares, ES, Brasil. Em: Congresso Brasileiro de Fitossanidade, 2. Jaboticabal.
- Dean, W. 1995. With Broadax and Firebrand—The Destruction of the Brazilian Atlantic Forest. University of California Press. Berkeley.
- Dodson, C.H.; Dressler, R.L.; Hills, H.G.; Adams, R.M. & Williams, N.H. 1969. Biologically active compounds in orchid fragrances. Science, 164, 1243–1249.
- Duarte, O.M.P.; Gaiotto, F.A. & Costa, M.A. 2014. Genetic differentiation in the stingless bee, *Scaptotrigona xanthotricha* Moure, 1950 (Apidae, Meliponini): a species with wide geographic distribution in the Atlantic Rainforest. Journal of Heredity, 105, 477–484.
- Engel, M.S.; Brooks, R.W. & Yanega, D. 1997. New genera and subgenera of Augochlorine bees (Hymenoptera: Halictidae). Scientific Papers of the Natural History Museum of the University of Kansas, 5, 1–21.
- Faria, L.R.R. & Melo, G.A.R. 2012. Species of *Euglossa* of the analis group in the Atlantic Forest (Hymenoptera, Apidae). Zoologia, 29, 349–374.
- Fundação SOS Mata Atlântica 1993. Dossiê Mata Atlântica. Fundação SOS Mata Atlântica. São Paulo.
- Galindo-Leal, C. & Câmara, I.G. 2003. Atlantic Forest hotspots status: an overview. In: Galindo-Leal, C. & Câmara, I. G. (Eds), The Atlantic Forest of South America—biodiversity status, threats, and outlook. Island Press, Washington, pp. 3–11.
- Gonçalves, R. B. & Brandão, C.R.F. 2008. Diversidade de abelhas (Hymenoptera, Apidae) ao longo de um gradiente latitudinal na Mata Atlântica. Biota Neotropica, 8, 51–61.
- Graf, V. & Urban, D. 2008. Uma espécie nova de *Oxaea* Klug (Hymenoptera, Apidae, Andreninae) do Espírito Santo, Brasil e notas complementares. Revista Brasileira de Entomologia, 52, 407–410.
- Grimaldi, D. & Engel, M.S. 2005. Evolution of the Insects. Cambridge University Press. Cambridge.
- Hinojosa-Díaz; I., Nemésio, A. & Engel, M. 2012. Two new species of *Euglossa* from South America, with notes on their taxonomic affinities (Hymenoptera, Apidae). ZooKeys, 221, 63–79.
- Lewinsohn, T.M. & Prado, P.I. 2002. Biodiversidade Brasileira: síntese do estado atual do conhecimento. Contexto. São Paulo.
- Maia, V. C.; Cardoso, L.J.T. & Braga, J.M.A. 2014. Insect galls from Atlantic Forest areas of Santa Teresa, Espírito Santo, Brazil: characterization and occurrence. Boletim do Museu de Biologia Mello Leitão (Nova Série), 33, 47–129.
- Menke, A.S. 1992. Mole cricket hunters of the genus *Larra* in the New World (Hymenoptera: Sphecidae, Larrinae). Journal of Hymenoptera Research, 1, 175–234.
- Michener, C.D. 2007. The Bees of the World. Johns Hopkins University Press. Baltimore.
- Moure, J. S. & Sakagami, S.F. 1962. As mamangabas sociais do Brasil (*Bombus* Latreille) (Hymenoptera, Apoidea). Studia Entomologica, 5, 65–194.
- Moure, J. S. 2012. Augochlorini Beebe, 1925. Em: Moure, J. S., Urban, D. & Melo, G. A. R. (Orgs). Catalogue of Bees (Hymenoptera, Apoidea) in the Neotropical Region - online version. Disponível em: <http://www.moure.cria.org.br/catalogue>. Acessado em: Jun/04/2015
- Nemésio, A. & Engel, M. 2012. Three new cryptic species of *Euglossa* from Brazil (Hymenoptera, Apidae). ZooKeys, 222, 47–68.
- Nemésio, A. & Santos Júnior, J.E. 2014. Is the 'Centro de Endemismo Pernambuco' a biodiversity hotspot for orchid bees? Brazilian Journal of Biology, 74, S078–S092.
- Nemésio, A. & Silveira, F.A. 2004. Biogeographic notes on rare species of Euglossina (Hymenoptera: Apidae: Apini) occurring in the Brazilian Atlantic Rain Forest. Neotropical Entomology, 33, 117–120.
- Nemésio, A. & Silveira, F.A. 2006. First record of *Eulaema helvola* Moure (Hymenoptera: Apidae: Euglossina) for the State of Minas Gerais: biogeographic and taxonomic implications. Neotropical Entomology, 35, 418–420.
- Nemésio, A. & Vasconcelos, H.L. 2013. Beta diversity of orchid bees in a tropical biodiversity hotspot. Biodiversity and Conservation, 22, 1647–1661.
- Nemésio, A. 2006. *Euglossa anodorhynchi* sp. n. (Hymenoptera: Apidae), a new orchid bee from Southern Brazil. Neotropical Entomology, 35, 206–209.

- Nemésio, A. 2007a. Three new species of *Euglossa* Latreille (Hymenoptera: Apidae) from Brazil. *Zootaxa*, 1547, 21–31.
- Nemésio, A. 2007b. *Eufriesea atlantica* (Hymenoptera: Apidae), a new orchid bee from the Brazilian Atlantic Forest. *Lundiana*, 8, 147–152.
- Nemésio, A. 2009. Orchid bees (Hymenoptera: Apidae) of the Brazilian Atlantic Forest. *Zootaxa*, 2041, 1–242.
- Nemésio, A. 2010a. *Eulaema (Apeulaema) felipei* sp. n. (Hymenoptera: Apidae: Euglossina): a new forest-dependent orchid bee found at the brink of extinction in northeastern Brazil. *Zootaxa*, 2424, 51–62.
- Nemésio, A. 2010b. The orchid-bee fauna (Hymenoptera: Apidae) of a forest remnant in northeastern Brazil, with new geographic records and an identification key to the known species of the Atlantic Forest of northeastern Brazil. *Zootaxa*, 2656, 55–66.
- Nemésio, A. 2011a. The orchid-bee fauna (Hymenoptera: Apidae) of a forest remnant in southern Bahia, Brazil, with new geographic records and an identification key to the known species of the area. *Zootaxa*, 2821, 47–54.
- Nemésio, A. 2011b. *Euglossa marianae* sp. n. (Hymenoptera: Apidae): a new orchid bee from the Brazilian Atlantic Forest and the possible first documented local extinction of a forest-dependent orchid bee. *Zootaxa*, 2892, 59–68.
- Nemésio, A. 2011c. *Exaerete salsai* sp. n. (Hymenoptera: Apidae): a new orchid bee from eastern Brazil. *Zootaxa*, 2967, 12–20.
- Nemésio, A. 2011d. *Euglossa bembei* sp. n. (Hymenoptera: Apidae): a new orchid bee from the Brazilian Atlantic Forest belonging to the *Euglossa cybelia* Moure, 1968 species group. *Zootaxa*, 3006, 43–49.
- Nemésio, A. 2012a. Methodological concerns and challenges in ecological studies with orchid bees (Hymenoptera: Apidae: Euglossina). *Bioscience Journal*, 28, 118–134.
- Nemésio, A. 2012b. Species of *Euglossa* Latreille, 1802 (Hymenoptera: Apidae: Euglossina) belonging to the purpurea species group occurring in eastern Brazil, with description of *Euglossa monnei* sp. n. *Zootaxa*, 3151, 35–52.
- Nemésio, A. 2012c. The western limits of the 'Hileia Baiana' for orchid bees, including seven new records for the state of Minas Gerais, eastern Brazil. *Spixiana*, 35, 109–116.
- Nemésio, A. 2013a. The orchid-bee fauna (Hymenoptera: Apidae) of 'Reserva Biológica de Una', a hotspot in the Atlantic Forest of southern Bahia, eastern Brazil. *Brazilian Journal of Biology*, 73, 347–352.
- Nemésio, A. 2013b. Are orchid bees at risk? First comparative survey suggests declining populations of forest-dependent species. *Brazilian Journal of Biology*, 73, 367–374.
- Nemésio, A. 2013c. The orchid-bee faunas (Hymenoptera: Apidae) of two Atlantic Forest remnants in southern Bahia, eastern Brazil. *Brazilian Journal of Biology*, 73, 375–381.
- Nemésio, A. 2013d. The orchid-bee faunas (Hymenoptera: Apidae) of 'Parque Nacional do Monte Pascoal', 'Parque Nacional do Descobrimento' and three other Atlantic Forest remnants in southern Bahia, eastern Brazil. *Brazilian Journal of Biology*, 73, 437–446.
- Nemésio, A. 2014. The orchid-bee faunas (Hymenoptera: Apidae) of 'Reserva Ecológica Michelin', 'RPPN Serra Bonita' and one Atlantic Forest remnant in the state of Bahia, Brazil, with new geographic records. *Brazilian Journal of Biology*, 74, 16–22.
- Nemésio, A.; Cerântola, N.C.M.; Vasconcelos, H.L.; Nabout, J.C.; Silveira, F.A. & Del Lama, M.A. 2012. Searching for *Euglossa cyanochlora* Moure, 1996 (Hymenoptera: Apidae), one of the rarest bees in the world. *Journal of Insect Conservation*, 16, 745–755.
- Passamani, M.; Mendes, S.L. & Chiarello, A.G. 2000. Non-volant mammals of the Estação Biológica de Santa Lúcia and adjacent áreas of Santa Lúcia, Santa Teresa – Espírito Santo. *Boletim do Museu de Biologia Mello Leitão (Nova Série)*, 11/12, 57–170.
- Pedro, S.R.M. & Camargo, J.M.F. 2003. Meliponini Neotropicais: o gênero *Partamona* Schwarz, 1939 (Hymenoptera, Apidae). *Revista Brasileira de Entomologia*, 47, 1–117.
- Pulawski, W.J. 2015a. Catalog of Sphecidae sensu lato (= Apoidea excluding Apidae) Family group names and classification. Disponível em: http://researcharchive.calacademy.org/research/entomology/Entomology_Resources/Hymenoptera/sphecidae/Family_group_names_and_classification.pdf. Acessado em 23/03/2015.
- Pulawski, W.J. 2015b. Catalog of Sphecidae sensu lato (= Apoidea excluding Apidae) Genera and species. Disponível em: http://researcharchive.calacademy.org/research/entomology/Entomology_Resources/Hymenoptera/sphecidae/Genera/index.html. Acessado em 25/03/2015.
- Ribeiro, M.C.; Metzger, J.P.; Martensen, A.C., Ponzoni, F.J. & Hirota, M.M. 2009. The Brazilian Atlantic Forest: how much is left, and how is the remaining forest distributed? Implications for conservation. *Biological Conservation*, 142, 1141–1153.

- Santos Júnior J.E.; Santos, F.R. & Silveira F.A. 2015. Hitting an unintended target: phylogeography of *Bombus brasiliensis* Lepeletier, 1836 and the first new Brazilian bumblebee species in a century (Hymenoptera: Apidae). PLoS ONE, 10 (5), e0125847.
- Santos, L.M. & Melo, G.A.R. 2013. Taxonomic notes and description of the male of *Xenochlora nigrofemorata* (Smith, 1879) (Hymenoptera: Apidae: Halictinae). Zootaxa, 3670, 371–377.
- Santos, L.M. & Melo, G.A.R. 2014. Updating the taxonomy of the bee genus *Megalopta* (Hymenoptera: Apidae, Augochlorini) including revision of the Brazilian species. Journal of Natural History, 49, 1–100.
- Silveira, F.A.; Melo, G.A.R. & Almeida, E.A.B. 2002. Abelhas brasileiras: sistemática e identificação. F. A. Silveira. Belo Horizonte.
- Simon, J.E. 2000. Composição da avifauna da Estação Biológica de Santa Teresa, Espírito Santo, Brasil. Boletim do Museu de Biologia Mello Leitão (Nova Série), 11/12, 201–214.
- Thomaz, L.D. & Monteiro, R. 1997. Composição florística da Mata Atlântica de encosta da Estação Biológica de Santa Lúcia, município de Santa Teresa-ES. Boletim do Museu de Biologia Mello Leitão (Nova Série), 7, 3–48.
- Tierney, S.M.; Gonzales-Ojeda, T. & Wcislo, W.T. 2008. Nesting biology and social behavior of *Xenochlora* bees (Hymenoptera: Halictidae: Augochlorini) from Peru. Journal of the Kansas Entomological Society, 81, 61–72.
- Tonhasca Jr., A.; Blackmer, J.L. & Albuquerque, G.S. 2002. Abundance and diversity of euglossine bees in the fragmented landscape of the Brazilian Atlantic Forest. Biotropica, 34, 416–422.
- Urban, D.; Moure, J.S. & Melo, G.A.R. 2012. Eucerini Latreille, 1802. Em: Moure, J.S., Urban, D. & Melo, G.A.R. (Orgs). Catalogue of Bees (Hymenoptera, Apoidea) in the Neotropical Region - online version. Disponível em <http://www.moure.cria.org.br/catalogue>. Acessado em 17/03/2015.

21

COLEÓPTEROS E HEMÍPTEROS
DA RESERVA NATURAL VALEDavid dos Santos Martins, Paulo Sérgio Fiuza Ferreira, Maurício
José Fornazier & José Simplício dos Santos**INTRODUÇÃO**

Os insetos apresentam grande riqueza de espécies, elevadas densidades populacionais, características biológicas adaptativas e capacidade de ocupar os mais diferentes habitats. Destacam-se nos diferentes ecossistemas do planeta por exercerem papéis importantes na manutenção e evolução dos processos ecológicos por meio de numerosos mecanismos naturais. Tais mecanismos estão ligados principalmente à fragmentação da matéria orgânica no processo de reciclagem de nutrientes, propagação e variabilidade genética de espécies vegetais via polinização, dispersão de sementes e manutenção da composição e estrutura de comunidades de plantas via fitofagia. Interferem ainda na dinâmica da estrutura das comunidades animais com transmissão de doenças, predação e parasitismo, além de serem parte da cadeia alimentar para pequenos e grandes vertebrados como anfíbios, aves, mamíferos, peixes, répteis e outros invertebrados (Moojen *et al.*, 1941; Ehrlich *et al.*, 1980; Boer, 1981; Seastedt & Crossley, 1984; Rosenberg *et al.*, 1986; Brown Jr., 1987; Miller, 1993; Souza & Brown, 1994; Schoereder, 1997; Thomazini & Thomazini, 2000; Nichols *et al.*, 2008).

Embora os insetos sejam o maior grupo de animais sobre o planeta (Longino, 1994; Grimaldi & Engel, 2005; Gullan & Cranston, 2014), o conhecimento sobre eles ainda é reduzido quando comparado a

outros grupos da fauna. Apesar de sua riqueza e abundância ser uma base rica de informações para a compreensão e conservação da biodiversidade, o uso dessas informações em inventários e estudos ambientais pode ser considerado insignificante (Samways, 2005).

Uma das maiores preocupações em todo o mundo é a perda da diversidade biológica pela degradação ambiental com a destruição das populações naturais (Hayek & Buzas, 1997; Landau *et al.*, 1999). O estado do Espírito Santo tem a totalidade do seu território abrangido pelos domínios da Mata Atlântica, um dos biomas mais ricos em diversidade e produtividade do planeta, embora seja um dos mais ameaçados (Brown & Gibson, 1983). O estado possui áreas consideradas patrimônio da biosfera; entretanto, apenas 8,85% do seu território remanesce da cobertura original em decorrência do intenso desmatamento. Consequentemente, houve profundas alterações nas comunidades biológicas, cujos efeitos põem em risco de extinção várias espécies antes mesmo de serem conhecidas (Passamani & Mendes, 2007). Dentre os insetos, estão incluídas na lista de espécies ameaçadas de extinção da fauna no estado do Espírito Santo, 15 espécies de borboletas, quatro de libélulas, três de besouros, uma de abelha e uma de formiga, além de cinco espécies de libélulas na categoria de “dados deficientes” (Azevedo *et al.*, 2007).

Entre os remanescentes de Mata Atlântica no Norte do Espírito Santo encontra-se a Reserva

Natural Vale (RNV) e a Reserva Biológica de Sooretama, que constituem um bloco quase contínuo de mata e representam 9,46% da área florestal original de Mata Atlântica do Estado (Fundação SOS Mata Atlântica & INPE, 2005; Srbek-Araujo & Chiarello, 2008). A RNV possui cerca de 23 mil hectares de área preservada no domínio da Floresta Estacional Perenifólia (Jesus & Rolim, 2005). Nelas são encontradas quatro formações naturais distintas de vegetação: floresta alta, floresta de muçununga, formações de áreas alagadas ou alagáveis (herbáceas e florestais) e os campos nativos, determinados principalmente por fatores geológicos e edafoclimáticos (Peixoto *et al.*, 2008). Essa heterogeneidade de vegetação permite a formação de vários ecossistemas propícios ao desenvolvimento e preservação de grande riqueza de espécies de insetos. Apesar de alguns estudos realizados na RNV terem mostrado que sua entomofauna é muito diversa, incluindo várias espécies endêmicas e ameaçadas de extinção, muito pouco se conhece a seu respeito (Martins *et al.*, 2014).

Este capítulo tem como objetivo apresentar a entomofauna das ordens Coleoptera e Hemiptera registrada na Reserva Natural Vale.

Coleoptera

A ordem Coleoptera é a mais diversa entre os seres vivos, representa aproximadamente 1/5 dos organismos descritos e ocorre em praticamente todos os ecossistemas terrestres e boa parte dos aquáticos existentes no planeta (Bouchard *et al.*, 2009). Os representantes desta ordem são popularmente conhecidos como besouros. Estão distribuídos em aproximadamente 166 famílias, das quais 105 ocorrem no Brasil (Casari & Ide, 2012). A maioria dos seus espécimes vive sobre a vegetação e na superfície do solo; mas também são encontrados enterrados no solo, em meio aquático, semiaquático e como espécies comensais em ninhos de insetos sociais. Esses insetos possuem metamorfose completa (ovo, larva, pupa e adulto), apresentam regime alimentar dos mais variados, tanto na forma larval como adulta. A maioria das espécies é herbívora, podendo se alimentar de folhas, flores, frutos, pólen, raízes, sementes e troncos. Muitas espécies possuem importância

econômica como pragas agrícolas ou florestais e muitas delas são registradas atacando produtos armazenados.

Os besouros estão entre os principais insetos antófilos, se alimentando de pólen e néctar e conseqüentemente favorecendo a polinização. Desta forma, é importante conhecer as espécies de besouros para melhor entender sua eficiência nos papéis que desempenham nas comunidades e que garantem a sustentabilidade dos ecossistemas. O conhecimento das espécies ou seja, a taxonomia deste grupo não é uniforme, com algumas famílias investigadas por muitos pesquisadores e outras ainda carentes de estudos (Vanin & Ide, 2002).

A ordem Coleoptera também vem sendo apontada como importante indicadora de qualidade ambiental em sistemas agropecuários e florestais. Estudos têm oferecido discussões sobre os impactos de manejo agrícola e florestal na comunidade dos besouros terrestres. Isso se deve à importância dos seus papéis nos processos biológicos do solo para a sustentabilidade dos sistemas de produção. Assim, a coleopterofauna, por constituir componente primário biológico, deve ser manejada de forma correta para sua preservação, tanto nos ecossistemas naturais, quanto nos agroecossistemas (Menezes & Aquino, 2005).

Existe uma relação muito importante entre os coleópteros e madeira em decomposição. Esse habitat representa abrigo, alimento e local de criação para grande variedade de espécies, como os da família Passalidae, que podem consumir de 1/4 a 1/3 de parte de troncos em decomposição (Miss & Deloya, 2007).

A superfamília Scarabaeoidea se destaca por ser alvo de diversas linhas de pesquisas e se tornou modelo de estudos em anatomia, bioacústica, biodiversidade, biogeografia, citogenética, ecologia, etologia, evolução biológica, filogenia, fisiologia, entre outros (Onore *et al.*, 2003).

Algumas espécies da família Scarabaeidae são conhecidas como besouros rola-bosta pelo hábito de enterrarem seus ovos com esferas de fezes e outros elementos orgânicos como fonte de alimento (Vaz-de-Mello, 2000). Os excrementos de vertebrados, animais mortos e frutos em decomposição são fontes de nutrientes ricas em nitrogênio para as larvas (Halffter & Matthews,

1966). Portanto, esses coprófagos são importantes para a decomposição da matéria orgânica, ciclagem de nutrientes (Nichols *et al.*, 2008), aeração do solo, dispersão de sementes e forésia. Eles também têm papel de grande importância sanitária limitando o desenvolvimento de parasitos que ovipositam ou lançam larvas nos excrementos de vertebrados, como o caso da mosca-dos-chifres *Haematobia irritans* (Linnaeus, 1758), cujos imaturos se desenvolvem em fezes bovinas (Koller *et al.*, 1997). As espécies da subfamília Scarabaeinae são consideradas boas indicadoras de diversidade da fauna (Barlow *et al.*, 2007).

Os Cerambycidae representam uma das mais numerosas famílias da ordem Coleoptera. Embora sejam cosmopolitas, a maior riqueza de espécies se encontra nas regiões tropicais (Richards & Davies, 1994). Os adultos possuem hábito diurno, noturno ou crepuscular (Lawrence *et al.*, 1999). São exclusivamente fitófagos e se alimentam de partes verdes, flores, frutos maduros, néctar e pólen (Lawrence *et al.*, 1999). As larvas são xilófagas vivendo em tecidos de árvores, arbustos e troncos mortos e algumas espécies são de importância econômica por apresentarem larvas brocadoras. Adultos conhecidos como serradores ou serra-paus, como espécies do gênero *Oncideres* Lepeletier & Audinet-Serville, 1830, cortam troncos e galhos de plantas para efetuar a oviposição. Os Cerambycidae desempenham um papel importante na reciclagem de nutrientes (Monné, 2001). Por ser um grupo monofilético e que possui especificidade com os recursos naturais que utiliza, suas espécies também têm sido avaliadas como potenciais candidatas a bioindicadoras (Pearson, 1994).

Algumas espécies de coleópteros necrófagos (p. ex. Silphidae e Dermestidae) são fortemente associadas a cadáveres onde realizam os seus ciclos de vida (ovo-adulto). São importantes no processo de decomposição e ciclagem de nutrientes. A distribuição dessas espécies sob as influências de fatores bióticos e abióticos tem sido estudada com o objetivo de documentar espécies que possam ser úteis à entomologia forense (ferramenta para a medicina legal) e esclarecer alguns fatos sobre restos mortais (Castillo-Miralbés, 2001).

Várias famílias de besouros, entre elas Carabidae, Staphylinidae e Cincidelidae, têm sido usadas como bioindicadoras de alterações ambientais

em ecossistemas naturais pela sensibilidade que apresentam frente a estas alterações (Menezes & Aquino, 2005).

Em suma, os coleópteros contribuem enormemente para o conhecimento evolutivo e ecológico em muitos ecossistemas aquáticos e terrestres, sendo considerados importantes para a prática da conservação (New, 2010).

Hemiptera

A ordem Hemiptera é a maior e mais diversa entre os insetos que apresentam metamorfose incompleta (ovo, ninfa e adulto). Aproximadamente 89 mil espécies são conhecidas em todo o mundo, pouco mais de 10 mil são relatadas no Brasil e distribuídas em três das quatro subordens reconhecidas atualmente: Heteroptera (cerca de 5.400 spp.), Auchenorrhyncha (cerca de 4 mil spp.) e Sternorrhyncha (cerca de 791 spp.). Estima-se a existência de cerca de 30 mil espécies dessa ordem no país. A subordem Coleorrhyncha não foi relatada no Brasil (Grazia *et al.*, 2012).

Todas as espécies de Hemiptera se caracterizam essencialmente pela conformação do aparelho bucal em forma de um rostró constituído pelo lábio articulado, no qual se alojam as demais peças bucais modificadas em estiletos. O tipo de aparelho bucal faz com que as espécies sejam sugadoras com diferentes hábitos: fitossucívoros, predadores ou hematófagos. A posição do rostró é diagnóstica para as subordens (Grazia *et al.*, 2012).

Os insetos da ordem Hemiptera ocupam papel de destaque entre os vetores de vírus (61% das espécies), contribuindo como agentes de disseminação para cerca de 83% dos gêneros de vírus que têm insetos como vetores. As subordens Auchenorrhyncha e Sternorrhyncha juntas possuem 95% das espécies vetores na ordem Hemiptera (Costa, 2003).

Os Auchenorrhyncha são terrestres, ocorrem em todas as regiões geográficas e são muito comuns e abundantes nas regiões tropicais. Se alimentam exclusivamente de seiva das plantas. Seus representantes mais conhecidos são as cigarras (Cicadoidea) e cigarrinhas (Cercopoidea, Membracoidea e Fulgoroidea), muitos deles considerados importantes pragas da agricultura (Grazia *et al.*, 2012).

Os Sternorrhyncha são fitófagos terrestres com ampla distribuição nos continentes e muitas espécies

possuem importância agrícola. Nesta subordem encontram-se os afídeos (Aphidoidea), cochonilhas (Coccoidea), moscas brancas (Aleyrodoidea) e psílídeos (Psylloidea) (Grazia *et al.*, 2012). Os afídeos ou pulgões constituem o grupo mais importante de vetores, responsáveis pela transmissão de cerca de 1/4 dos gêneros de vírus de plantas, representando 71% dos vetores da subordem (Costa, 2003).

Os Heteroptera, conhecidos como percevejos, possuem a metade das asas anteriores coriácea e metade membranosa (hemielitros), apresentam diferentes hábitos de vida podendo ser fitossuccivos, predadores e hematófagos. Estão distribuídos em quase todos os continentes e na maioria das ilhas, ocupando os mais diversos habitats terrestres, semiaquáticos e aquáticos, sugerindo longa história evolutiva do grupo (Grazia *et al.*, 2012). Os heterópteros possuem hábitos variados na cadeia alimentar, apresentam grande especificidade para plantas hospedeiras e presas, além do alto grau de endemidade. Essas características os tornam ideais como agentes bioindicadores de diferentes aspectos na natureza. Os representantes de Miridae, por exemplo, têm sido alvo de pesquisas sobre diversidade faunística (Paula & Ferreira, 1998; 2000), potenciais insetos para controle biológico (Henry, 2000; Wheeler, 2000a), agentes ou potenciais agentes causadores de danos às plantas cultivadas (Ferreira *et al.*, 2001; Wheeler, 2000b) e vetores de viroses (Costa, 2003).

A expressiva quantidade de novos registros tem indicado mudanças comportamentais de muitas espécies que vêm se adaptando a novos habitats e plantas hospedeiras. Esta dinâmica visivelmente crescente acompanha as mudanças tecnológicas nos tratamentos agrícolas, manejo de recursos e mudanças climáticas. As causas, efeitos e consequências destas mudanças requerem maiores investimentos nos estudos sobre biodiversidade entomofaunística no território brasileiro.

COLEÇÃO ENTOMOLÓGICA DA RNV

A RNV possui uma coleção de insetos adultos obtidos em sua área de domínio, montados em alfinetes e em ótimo estado de conservação. O seu acervo possui 12.597 exemplares, inseridos em 17 ordens, 206 famílias e 5.278 espécies/

morfoespécies. Destas, 1.441 (27,3%) possuem identificação específica e 248 (4,7%) até gênero.

As famílias de Coleoptera e Hemiptera utilizadas nesse capítulo são aquelas reconhecidas por Casari & Ide (2012) e Grazia *et al.* (2012).

A coleção de insetos da ordem Coleoptera na RNV é representada com 2.885 espécimes, distribuídos em 39 famílias, com 1.153 espécies/morfoespécies. Entretanto, apenas 130 (11,3%) possuem identificação específica e 61 (5,3%), genérica (Tabela 1).

A coleção da RNV possui 453 espécies/morfoespécies da ordem Hemiptera, com 1.125 espécimes. Os heterópteros são 785 espécimes, distribuídos em 18 famílias e 335 espécies/morfoespécies. Destas, 76 (22,7%) possuem identificação específica e 36 (10,8%), genérica. Os auquenorrincos são 340 espécimes, distribuídos em 10 famílias e 118 espécies/morfoespécies. Destas, 10 (8,5%), possuem identificação específica e 1 (0,9%) genérica (Tabela 2). Não há espécimes de Sternorrhyncha.

Além do acervo da RNV foram consultados outros acervos e coleções, que resultaram numa lista de 296 espécies de 19 famílias da ordem Coleoptera (Tabela 3) e 182 espécies de 20 famílias da ordem Hemiptera (Tabela 4), com ocorrências já registradas na Reserva Natural Vale.

ESPÉCIES DE COLEOPTERA E HEMIPTERA DA RESERVA NATURAL VALE

A riqueza e diversidade de insetos na Reserva Natural Vale vem contribuindo de forma intensa para diferentes áreas do conhecimento dos insetos. Foram descobertas e descritas várias espécies novas; foram feitas redescrições de algumas espécies que careciam de uma série de indivíduos preservados ou de uma descrição baseada em indivíduos machos e fêmeas. Além disso, foram relatadas novas ocorrências de espécies para o bioma Mata Atlântica e novos registros de espécies para o Brasil, contribuindo para o conhecimento da biodiversidade do estado do Espírito Santo.

A espécie *Beharus cylindripes* (Fabricius, 1803), da subfamília Apiomerinae (Reduviidae), teve seu primeiro registro de ocorrência no Brasil realizado com espécimes coletados no fragmento da Mata

Atlântica Brasileira da RNV. Essa espécie somente era conhecida no Suriname (Gil-Santana *et al.*, 2001; Gil-Santana & Alencar, 2001a).

A espécie da subfamília Emesinae (Reduviidae) *Gardena agrippina* McAtee & Malloch, 1925,

conhecida por um único macho coletado na Bolívia, foi reencontrada na RNV (Gil-Santana *et al.*, 2000). A ocorrência da espécie *Mayemesa lapinhaensis* (Wygodzinsky, 1950) permitiu uma redefinição da taxonomia e morfologia dessa espécie (Gil-Santana

Tabela 1: Número de espécies da ordem Coleoptera, por família, depositados na Coleção Entomológica da Reserva Natural Vale. Ano 2015.

Família	Nº de espécies			Nº total de espécimes
	Total	Identificadas	Identificadas até gênero Não identificadas	
Anobiidae	1	-	-	1
Anthribidae	8	-	-	8
Bolboceratidae	2	1	-	5
Bostrichidae	2	-	-	2
Brentidae	17	-	-	17
Buprestidae	14	2	7	18
Cantharidae	3	-	1	5
Carabidae	47	3	5	141
Cerambycidae	263	66	6	499
Cerophytidae	2	-	-	2
Chelonariidae	2	-	-	2
Chrysomelidae	125	5	6	351
Cleridae	8	-	1	17
Coccinellidae	5	-	-	5
Cucujidae	4	2	-	10
Curculionidae	183	18	10	375
Elateridae	64	-	-	64
Erotylidae	25	-	-	25
Eucnemidae	5	-	-	5
Heteroceridae	2	-	-	2
Hydrophilidae	3	-	-	3
Histeridae	3	-	-	3
Lampyridae	12	-	-	12
Latridiidae	1	-	-	1
Lucanidae	1	-	1	1
Lycidae	8	-	-	8
Lymexylidae	3	-	1	10
Melandryidae	2	-	-	2
Meloidae	11	2	-	36
Mordellidae	1	-	-	1
Nitidulidae	4	-	-	4
Passalidae	3	-	1	24
Rhipiphoridae	5	-	-	5
Rhipiceridae	2	-	2	7
Scarabaeidae	161	27	17	601
Staphylinidae	10	-	-	10
Tenebrionidae	72	3	1	168
Trogidae	4	1	2	10
Trogossitidae	3	-	-	3
sem identificação	62	-	-	62
Total	1.153	130	61	962
				2.885

Fonte: Arquivo de Registros de Insetos da Coleção Entomológica da RNV.

Tabela 2: Número de espécies de insetos da ordem Hemiptera, por família, depositados na Coleção Entomológica da Reserva Natural Vale. Ano 2015.

Subordem/ Família	Nº de espécies				Nº total de espécimes
	Total	Identificadas	Identificadas até gênero	Não identificadas	
AUCHENORRHYNCHA					
Acanoloniidae	1			1	8
Achilidae	1	-	-	1	5
Cercopidae	12	3	-	9	39
Cicadellidae	12	1	-	11	44
Cicadidae	12	-	-	12	39
Dictyopharidae	6	-	-	6	15
Flatidae	1	-	-	1	6
Fulgoridae	20	6	1	13	72
Membracidae	9	-	-	9	24
Nogodinidae	2	-	-	2	9
sem identificação	42	-	-	42	79
Subtotal	118	10	1	107	340
HETEROPTERA					
Alydidae	7	1	2	4	14
Aradidae	5	4	-	1	6
Belostomatidae	3	1	1	1	13
Coreidae	64	12	8	44	158
Corixidae	2	-	1	1	3
Cydnidae	5	-	-	5	28
Gerridae	3	-	2	1	25
Hydrometridae	1	1	-	-	1
Lygaeidae	7	-	-	7	20
Miridae	3	-	-	3	4
Nabidae	1	-	-	1	1
Nepidae	1	-	-	1	2
Pentatomidae	54	2	5	47	142
Phloeidae	4	3	-	1	20
Pyrrhocoridae	3	2	-	1	8
Reduviidae	122	46	17	59	253
Scutelleridae	9	-	-	9	23
Tingidae	4	4	-	-	8
sem identificação	37	-	-	37	56
Subtotal	335	76	36	223	785
Total	453	86	37	330	1.125

Fonte: Coleção Entomológica da RNV.

et al., 1999b). As novas espécies *Stenolemus renatoi* Gil-Santana & Alencar, 2000 e *Ghinallelia talitae* Gil-Santana, Costa & Silva, 2009 foram descritas de espécimes provenientes da RNV (Gil-Santana & Alencar, 2000; Gil-Santana *et al.*, 2009).

Na subfamília Sphaeridopinae (Reduviidae) eram incluídas somente seis espécies válidas. Dentre elas, *Veseris rugosicollis* (Stål, 1858) foi redescrita com base nos exemplares da RNV, que permanece como o único habitat preservado em que a mesma foi encontrada (Gil-Santana *et al.*, 1999a).

A nova espécie *Brontostoma doughertyae* Gil-Santana, Lopes, Marques & Jurberg, 2005, da subfamília Ectrichodiinae (Reduviidae), foi descrita inicialmente com base em exemplares machos (Gil-Santana *et al.*, 2005) e, posteriormente, com exemplares fêmeas (Gil-Santana & Baena, 2009) coletados na RNV.

As espécies de barbeiros *Panstrongylus geniculatus* (Latreille, 1811), *Panstrongylus megistus* (Burmeister, 1835) e *Triatoma tibiamaculata* (Pinto, 1926) (Hemiptera:

Reduviidae) são os triatomíneos já registrados na RNV, sendo as duas primeiras de ocorrência mais comum. Embora tais espécies sejam vetores da doença de Chagas (tripanosomiase americana), não representam qualquer perigo, por viverem e estabelecerem seus ciclos de vida em ambiente silvestre não conturbado (Gil-Santana & Alencar, 2001a). *Panstrongylus geniculatus*, mesmo que ocasionalmente possa invadir habitações, não coloniza domicílios humanos, o que limita o seu potencial como vetor da doença de Chagas ao homem (Leite *et al.*, 2007). Algumas espécies das famílias Fulgoridae (Auchenorrhyncha); Coreidae, Pentatomidae, Phloeidae e Reduviidae (Heteroptera) encontram-se na Figura 1.

Várias espécies raras de coleópteros são encontradas na RNV, entre elas duas encontram-se na lista de espécies da fauna ameaçada de extinção do Espírito Santo: *Dynastes hercules* (Linnaeus, 1758) e *Megasoma gyas* (Herbst, 1785) (Coleoptera: Scarabaeidae: Dynastinae) (Azevedo *et al.*, 2007). Outras 30 espécies de Cerambycinae (Monné, 2005a; 2006), 47 espécies de Lamiinae (Monné, 2005b; 2006) e uma de Prioninae (Coleoptera: Cerambycidae) (Monné, 2006), foram descritas a partir de exemplares coletados no trecho contínuo de Mata Atlântica da Reserva Natural Vale e da Reserva Biológica de Sooretama, localizado nos municípios de Linhares e Sooretama. Este é o único local de ocorrência conhecido para estas espécies.

Dichotomius schiffleri Vaz-de-Mello, Louzada & Gavino, 2001 é uma espécie de Scarabaeidae (Coleoptera) rara e bioindicadora de qualidade ambiental tendo como possível área de endemismo o norte do estado do Espírito Santo (Vaz-de-Mello *et al.*, 2001). Em razão de alta sensibilidade a ambientes degradados, pode desaparecer da área caso o ambiente sofra alterações (Vieira *et al.*, 2011) e por essa razão também encontra-se incluída na lista de espécies ameaçadas de extinção (Louzada *et al.*, 1996; Vaz-de-Mello *et al.*, 2001). *Dichotomius camposeabrai* Martinez, 1974 é encontrada na RNV (Lima, 2013) e tem como localidade tipo a Reserva Biológica de Sooretama (Árias-Buriticá & Vaz-de-Mello, 2012). A espécie *Mimogeniates margaridae* Martinez, 1964 (Coleoptera: Scarabaeidae: Rutelinae) é endêmica

desta área de Mata Atlântica (Vaz-de-Mello, 2015, Comunicação pessoal). Algumas espécies das famílias Carabidae, Cerambycidae, Curculionidae, Elateridae, Scarabaeidae e Tenebrionidae encontram-se na Figura 2.

Esses são alguns exemplos que fazem da Reserva Natural Vale uma área de alta riqueza de espécies e de endemismo do Brasil e uma das áreas de conservação mais bem protegidas da América do Sul.

A seguir são apresentadas as espécies de Coleoptera e Hemiptera que ocorrem na RNV, organizadas por família, seguindo a orientação de classificação taxonômica de Rafael *et al.* (2012). Para composição das listas, além das espécies já identificadas no acervo da Coleção Entomológica da RNV, foram utilizadas espécies identificadas recentemente com ajuda dos especialistas Dr. Fernando Z. Vaz-de-Mello da Universidade Federal de Mato Grosso (Scarabeoidea), Dr. Paulo Roberto Magno do Museu Nacional da Universidade Federal do Rio de Janeiro (Cerambycidae), Dr. Hécio Reinaldo Gil Santana do Instituto Oswaldo Cruz (Reduviidae) e Dr. Paulo Sérgio Fiuza Ferreira da Universidade Federal de Viçosa, Minas Gerais (Miridae e Heteroptera). Também são listadas espécies coletadas na RNV depositadas nos acervos do Museu Regional de Entomologia da Universidade Federal de Viçosa e do Setor de Entomologia da Coleção Zoológica da Universidade Federal de Mato Grosso, bem como também espécies com registros encontrados na bibliografia especializada.



Fulgora laternaria
(Linnaeus, 1758)
Fulgoridae



Phenax variegata
(Olivier, 1791)
Fulgoridae



Phrictus diadema
(Linnaeus, 1767)
Fulgoridae



Diactor bilineatus
(Fabricius, 1803)
Coreidae



Loxa flavicollis
(Drury, 1773)
Pentatomidae



Phloea corticata
(Drury, 1773)
Phloeidae



Arilus carinatus
(Forster, 1771)
Reduviidae



Brontostoma doughertyae
Gil-Santana, Lopes, Marques & Jurberg, 2005
Reduviidae



Eupheno pallens
(Laporte, 1832)
Reduviidae



Microtomus conspicillaris
(Drury, 1782)
Reduviidae



Panstrongylus geniculatus
(Latreille, 1811)
Reduviidae



Zelurus circumcinctus
(Hahn, 1825)
Reduviidae

Figura 1: Espécies de Hemiptera encontradas na Reserva Natural Vale, Linhares/ES.

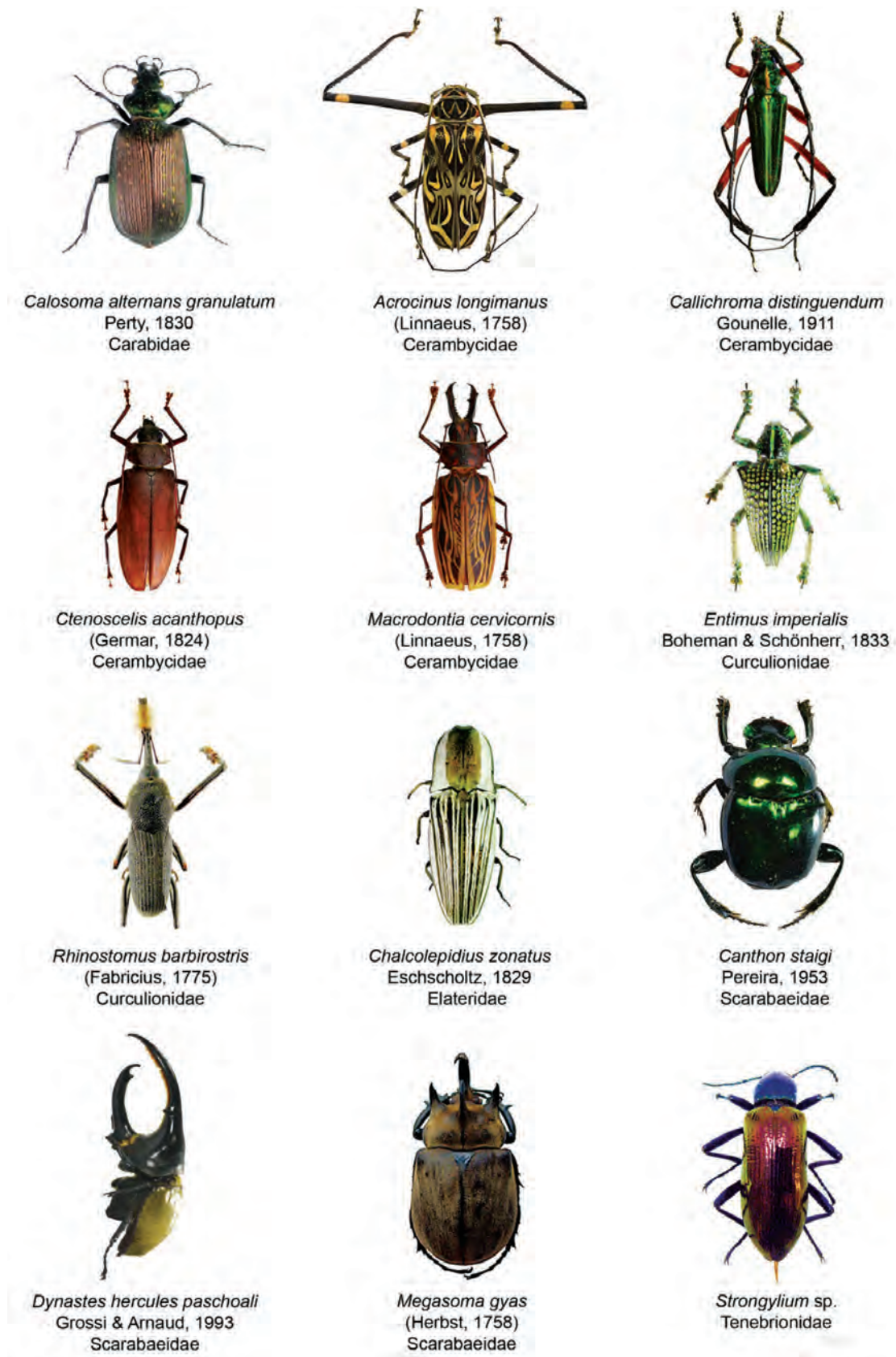


Figura 2: Espécies de Coleoptera encontradas na Reserva Natural Vale, Linhares/ES.

Tabela 3: Lista de espécies da ordem Coleoptera registradas na Reserva Natural Vale, Linhares/ES. Ano 2015.

Famílias / Espécies	Informações ¹ /Referências
Bolboceratidae	
<i>Bolbapium quadrispinosum</i> (Luederwaldt, 1929) *	A; B; D
<i>Neothyreus brasiliensis</i> Howden, 1985 *	B
Buprestidae	
<i>Agrilus</i> sp.	A
<i>Colobogaster</i> sp.	A
<i>Euchroma gigantea</i> (Linnaeus, 1758) *	A
<i>Psiloptera</i> sp.	A
Cantharidae	
<i>Chauliognathus</i> sp.	A
Carabidae	
<i>Agra</i> sp.	A
<i>Calosoma alternans granulatum</i> Perty, 1830 *	A
<i>Colliuris</i> sp.	A
<i>Galerita collaris</i> Dejean, 1826 *	A
<i>Galerita ruficollis</i> Dejean, 1825 *	E
<i>Megacephala</i> sp.	A
<i>Odontochila</i> sp.	A
Cerambycidae	
<i>Acanthonessa quadrispinosa</i> (Melzer, 1931)	A
<i>Acrocinus longimanus</i> (Linnaeus, 1758) *	A; C
<i>Acyphoderes aurulenta</i> (Kirby, 1818) *	C
<i>Aegoschema adpersum</i> (Thomson, 1860) *	A
<i>Ambonus distinctus</i> (Newman, 1840) *	A
<i>Ambonus electus</i> (Gahan, 1904) *	C
<i>Ambonus interrogationis</i> (Blanchard, 1843) *	C
<i>Anisocerus</i> sp.	A
<i>Anisopodus arachnoides</i> (Audinet-Serville, 1835) *	C
<i>Appula sericatula</i> Gounelle, 1909	A
<i>Batus hirticornis</i> (Gyllenhal, 1817) *	A; C
<i>Brasilianus mexicanus</i> Thomson, 1860 *	A
<i>Callichroma distinguendum</i> Gounelle, 1911 *	A
<i>Chlorida festiva</i> (Linnaeus, 1758)	A; C
<i>Clavidesmus rubiginus</i> Dillon & Dillon, 1949 *	A
<i>Coccoderus novempunctatus</i> (Germar, 1824) *	A; C
<i>Coleoxestia vittata</i> (Thomson, 1860)	A
<i>Colobothea emarginata</i> (Olivier, 1795) *	C
<i>Ctenoscelis acanthopus</i> (Germar, 1824) *	A
<i>Desmiphora apicata</i> (Thomson, 1868)	A
<i>Dorcacerus barbatus</i> (Olivier, 1790) *	A; C
<i>Drychateres bilineatus</i> (Olivier, 1795) *	C
<i>Dryoctenes scrupulosus</i> (Germar, 1824) *	A
<i>Eburia quadrimaculata</i> (Linnaeus, 1767) *	C
<i>Eburodacrys sexmaculata</i> (Olivier, 1790)	A
<i>Eburodacrys trilineata</i> (Aurivillius, 1893)	A; C
<i>Epacropilon cruciatum</i> (Aurivillius, 1899)	A
<i>Eurymerus eburioides</i> Audinet-Serville, 1833	A

Famílias / Espécies	Informações ¹ /Referências
<i>Eutrypanus dorsalis</i> (Germar, 1824) *	A
<i>Hephialtes ruber</i> (Thunberg, 1822) *	A
<i>Hylettus griseofasciatus</i> (Audinet-Serville, 1835)	A
<i>Hypsioma gibbera</i> Audinet-Serville, 1835 *	A
<i>Jupoata rufipennis</i> (Gory, 1831)	A
<i>Lachaerus fascinus</i> (Audinet-Serville, 1835) *	C
<i>Lesbates acromii</i> (Dalman, 1823)	A
<i>Lochmaeocles fasciatus</i> (Lucas, 1859) *	C
<i>Macrodonia cervicornis</i> (Linnaeus, 1758)	A; C
<i>Macrodonia flavipennis</i> Chevrolat, 1833 *	C
<i>Macropophora accentifer</i> (Olivier, 1795) *	A; C
<i>Magaliella punctata</i> Galileo & Martins, 2008	A; Galileo & Martins (2008)
<i>Malacopterus pavidus</i> (Germar, 1824)	Galileo & Martins (2008)
<i>Mallocera glauca</i> Audinet-Serville, 1833 *	A; C
<i>Mallodon spinibarbe</i> (Linnaeus, 1758) *	A
<i>Mallodonopsis mexicanus</i> Thomson, 1860 *	A
<i>Mecosarthron buphagus</i> Buquet, 1840 *	C
<i>Megabasis speculifera</i> (Kirby, 1818) *	A; C
<i>Megacyllene acuta</i> (Germar, 1821) *	A
<i>Mionochroma chloe</i> (Gounelle, 1911) *	C
<i>Neotropidion nodicolle</i> (Dalman, 1823) *	C
<i>Niophis aper</i> (Germar, 1824)	A
<i>Ochrodion sexmaculatum</i> (Buquet, 1844)	A
<i>Oncideres albopicta</i> Martins & Galileo, 1990 *	C
<i>Oncideres captiosa</i> Martins, 1981	C
<i>Oncideres cephalotes</i> Bates, 1865 *	C
<i>Oncideres digna</i> Bates, 1865 *	A; C
<i>Oncideres errata</i> Martins & Galileo, 2009 *	A
<i>Oncideres germarii</i> Thomson, 1868 *	C
<i>Oncideres gibbosa</i> Thomson, 1868	C
<i>Oncideres impluviata</i> (Germar, 1824) *	C
<i>Oncideres saga</i> (Dalman, 1823)	A; C
<i>Oncideres travassosi</i> Fragoso, 1970 *	A
<i>Oncideres ulcerosa</i> (Germar, 1824)	C
<i>Onychocerus albitarsis</i> Pascoe, 1859 *	A; C
<i>Onychocerus crassus</i> (Voet, 1778) *	C
<i>Orthomegas jaspideum</i> Buquet, 1844 *	A; C
<i>Orthomegas similis</i> Gahan, 1894 *	A
<i>Orthostoma</i> sp.	A
<i>Oxymerus</i> sp.	A
<i>Pachypeza marginata</i> Pascoe, 1888 *	C
<i>Pachypeza pennicornis</i> (Germar, 1824) *	A
<i>Pantomallus morosus</i> (Audinet-Serville, 1834)	A; C
<i>Periboeum acuminatum</i> (Thomson, 1860) *	A
<i>Piezochaerus bondari</i> Melzer, 1932	A; Mermudes (2008)
<i>Polyzoa lacordairei</i> Audinet-Serville, 1832 *	A; C
<i>Polyrhaphis confusa</i> Lane, 1978 *	A
<i>Polyrhaphis spinipennis</i> Castelnau, 1840 *	A
<i>Psapharochrus carinicolis</i> (Bates, 1880) *	C
<i>Psapharochrus jaspideus</i> (Germar, 1824)	C
<i>Psygmatochrus wagleri</i> Perty, 1828 *	A
<i>Pteroplius acuminatus</i> Audinet-Serville, 1835	A; C

Famílias / Espécies	Informações ¹ /Referências
<i>Recchia gracilis</i> Martins & Galileo, 1985 *	C
<i>Retrachydes thoracicus</i> (Olivier, 1790)	C
<i>Rhaphiptera nodifera</i> (Audinet-Serville, 1835) *	A
<i>Sphallenum tuberosum</i> Bates, 1870 *	A
<i>Steirastoma marmoratum</i> (Thunberg, 1822) *	A; C
<i>Steirastoma stellio</i> Pascoe, 1866 *	C
<i>Stizocera elegantula</i> (Perroud, 1855)	C
<i>Taeniotes farinosus</i> (Linne, 1758)	C
<i>Taeniotes scalatus</i> (Gmelin, 1790) *	C
<i>Trachideres succinctus</i> (Linnaeus, 1758)	A; C
<i>Thoracibidion io</i> (Thomson, 1867) *	A
<i>Trypanidius dimidiatus</i> Thomson, 1860	C
<i>Xylergatoides asper</i> (Bates, 1864) *	A
Chrysomelidae	
<i>Cacoscelis marginata</i> Fabricius, 1775 *	A
<i>Mecistomela marginata</i> (Thunberg, 1821)	A
<i>Mesomphalia</i> sp.	A
<i>Omophoita aequinoctialis</i> (Linnaeus, 1758) *	A
<i>Omophoita cyanipennis octomaculata</i> (Crotch, 1873) *	A
<i>Omophoita octoguttata</i> Fabricius, 1775 *	E
<i>Platyphora</i> sp.	A
Cleridae	
<i>Corinthiscus</i> sp.	A
Coccinellidae	
<i>Cycloneda sanguinea</i> (Linnaeus, 1763)*	E
Cucujidae	
<i>Palaestes freyersii</i> (Heyden, 1927)*	A
Curculionidae	
<i>Compsus niveus</i> Marshall, 1922*	A
<i>Cyrtomon gibber</i> Schönherr, 1823	A
<i>Entimus imperialis</i> Boheman & Schönherr, 1833*	A
<i>Entimus nobilis</i> Boheman & Schönherr, 1833*	A
<i>Euryomus elegans</i> (Kirby, 1819)*	A
<i>Heilipodus</i> sp.	A
<i>Hilipinus</i> sp.	A
<i>Homalinotus coriaceus</i> Gyllenhal & Schönherr, 1836	A
<i>Hypsonotus</i> sp.	A
<i>Lixus pulverulentus</i> (Scopoli, 1763)*	E
<i>Lordops schoenherrii</i> (Dalman, 1823)	A
<i>Metamasius hemipterus</i> (Linnaeus, 1764)	A
<i>Metoposoma</i> sp.	A
<i>Naupactus rivulosus</i> Boheman & Schönherr, 1840	A
<i>Phaops thunbergii</i> Sahlberg, 1823*	A
<i>Rhinochaenus</i> sp.	A
<i>Rhinostomus barbirostris</i> (Fabricius, 1775)*	A; E
<i>Rhynchophorus palmarum</i> Linnaeus, 1764*	A
<i>Sitophilus</i> sp.	A

Famílias / Espécies	Informações ¹ /Referências
<i>Stenorhinus viridimarginatus</i> (Boheman, 1834)*	A
<i>Tropidorrhinus costatus</i> (Boheman, 1834)*	A
Elateridae	
<i>Chalcolepidius zonatus</i> Eschscholtz, 1829	E
<i>Pyrophorus noctilucus</i> (Linnaeus, 1758)*	E
Hybosoridae	
<i>Aegidiellus</i> sp.	B
<i>Ceratocanthus basilicus</i> (Germar, 1843)*	D
<i>Ceratocanthus micros</i> (Bates, 1887)*	D
<i>Ceratocanthus nitidus</i> (Germar, 1843)*	D
<i>Chaetodus exaratus</i> Arrow, 1909*	B
<i>Germarostes macleayi</i> (Perty, 1830)*	B; D
<i>Germarostes</i> aff. <i>nitens</i> (Guérin-Méneville, 1839)*	B
<i>Germarostes oberthueri</i> Paulian, 1982*	D
<i>Germarostes plicatus</i> (Erichson & Germar, 1843)*	D
<i>Germarostes punctulatus</i> (Ohaus, 1911)*	D
<i>Germarostes rugiceps</i> (Germar, 1843)*	D
<i>Germarostes senegalensis</i> (Castelnau, 1840)*	B
Lucanidae	
<i>Syndesus</i> sp.	A
Meloidae	
<i>Cissites maculata</i> (Swederus, 1787)*	A
<i>Epicauta excavata</i> (Klug, 1825)*	A
<i>Epicauta fumosa</i> (Germar, 1824)*	E
Passalidae	
<i>Passalus toriferus villosus</i> Eschscholtz, 1829*	D
<i>Veturius</i> sp.	B
Rhipiceridae	
<i>Sandalus</i> sp.	A
Scarabaeidae	
<i>Aegidiellus</i> sp.	B
<i>Alvarinus</i> sp.	B
<i>Aphengium cupreum</i> Shipp, 1897*	B; D
<i>Aphengium sordidum</i> Harold, 1868	Lima (2013)
<i>Archophileurus</i> sp.	B
<i>Aspidolea</i> sp.	B
<i>Astaena</i> sp.	B
<i>Ataenius platensis</i> (Blanchard, 1847)*	D
<i>Ateuchus</i> aff. <i>myrmecophilus</i> (Boucomont, 1935)*	B
<i>Ateuchus squalidus</i> (Fabricius, 1775)	Schiffler et al. (2003)
<i>Ateuchus vigilans</i> (Lansberge, 1874)*	B
<i>Auperia capitosa</i> (Harold, 1867)*	B
<i>Blepharotoma</i> sp.	B
<i>Bolax</i> sp.	B
<i>Bothynus</i> cf. <i>dasypleurus</i> (Germar, 1824)*	B

Famílias / Espécies	Informações ¹ /Referências
<i>Canthidium aterrimum</i> Harold, 1867	B; Lima (2013)
<i>Canthidium cavifrons</i> Balthasar, 1939*	B
<i>Canthidium flavipes</i> Harold, 1867*	B
<i>Canthidium lucidum</i> Harold, 1867*	B
<i>Canthidium rufipes</i> Harold, 1867*	B; D
<i>Canthidium</i> aff. <i>sulcatum</i> (Perty, 1830)	Lima (2013)
<i>Canthon lituratus</i> (Germar, 1824)	Schiffler et al. (2003)
<i>Canthon nigripennis</i> Lansberge, 1874	D; Lima (2013)
<i>Canthon prasinus</i> Harold, 1867*	B
<i>Canthon smaragdulus</i> (Fabricius, 1781)	B; D; Lima (2013)
<i>Canthon staigi</i> Pereira, 1953	B; D; Schiffler et al. (2003); Lima (2013)
<i>Canthon sulcatus</i> Castelnau, 1840	A; D; Lima (2013)
<i>Canthonella silphoides</i> (Harold, 1867)	D; Lima (2013)
<i>Ceraspis</i> sp.	B
<i>Chalcocopriss hesperus</i> Olivier, 1789	B; Schiffler et al. (2003); Lima (2013)
<i>Chasmodia bipunctata</i> MacLeay, 1819*	A
<i>Chlorota metallica</i> Burmeister, 1844*	B
<i>Coelosis bicornis</i> (Leske, 1779)*	A; B
<i>Coelosis biloba</i> (Linnaeus, 1767)*	A; B
<i>Coprophanæus bellicosus</i> (Olivier, 1789)	B; D; Lima (2013)
<i>Coprophanæus dardanus</i> (MacLeay, 1829)	Schiffler et al. (2003)
<i>Coprophanæus punctatus</i> (Olsoufieff, 1924)	Lima (2013)
<i>Coprophanæus smaragdulus</i> (Fabricius, 1781)*	Schiffler et al. (2003)
<i>Crathoplus squamiferus</i> Blanchard, 1851*	B
<i>Ctenotis obesa</i> Burmeister, 1855*	A; B
<i>Cyclocephala bicolor</i> Castelnau, 1840*	B
<i>Cyclocephala distincta</i> Burmeister, 1847*	A
<i>Cyclocephala melanocephala</i> (Fabricius, 1775)*	A; B
<i>Cyclocephala occipitalis</i> Fairmaire, 1892*	A
<i>Cyclocephala testacea</i> Burmeister, 1847*	A
<i>Deltochilum granulatum</i> Paulian, 1933	Lima (2013)
<i>Deltochilum trisignatum</i> Harold, 1881	B; Lima (2013)
<i>Dendropaemon</i> sp.	B
<i>Diabroctis mimas mimas</i> (Linnaeus, 1758)*	B
<i>Dichotomius</i> aff. <i>bicuspidis</i> (Germar, 1824)	Lima (2013)
<i>Dichotomius bos</i> (Blanchard, 1846) *	A; B
<i>Dichotomius camposeabrai</i> Martinez, 1974	Lima (2013)
<i>Dichotomius depressicollis</i> (Harold, 1867)	Lima (2013)
<i>Dichotomius fissus</i> (Harold, 1867) *	A; B; D
<i>Dichotomius geminatus</i> (Arrow, 1913)	B; Schiffler et al. (2003)
<i>Dichotomius</i> aff. <i>irinus</i> (Harold, 1867)*	B
<i>Dichotomius longiceps</i> (Taschenberg, 1870) *	A; B
<i>Dichotomius mormon</i> (Ljungh, 1799)	Lima (2013)
<i>Dichotomius nisus</i> (Olivier, 1789)	Schiffler et al. (2003)
<i>Dichotomius schiffleri</i> Vaz-de-Mello, Louzada & Gavino, 2001	Vieira et al. (2011); Lima (2013)
<i>Dichotomius semisquamosus</i> (Curtis, 1845)	B; Schiffler et al. (2003)
<i>Dichotomius sericeus</i> (Harold, 1867)	Schiffler et al. (2003)
<i>Dicrania</i> sp.	B
<i>Digitonthophagus</i> sp.	B
<i>Discinetus</i> sp.	B

Famílias / Espécies	Informações ¹ /Referências
<i>Dorysthetus</i> sp.	B
<i>Dynastes hercules paschoali</i> Grossi & Arnaud, 1993	A; B; Azevedo et al. (2007)
<i>Enema pan</i> (Fabricius, 1775)*	A; B
<i>Erioscelis emarginata</i> (Mannerheim, 1829)*	A; B
<i>Euetheola humilis humilis</i> Burmeister, 1847*	A; B
<i>Eurysternus caribaeus</i> (Herbst, 1789)	D; Schiffler et al. (2003); Lima (2013)
<i>Eurysternus hirtellus</i> Dalman, 1824	Lima (2013)
<i>Eutrichillum hirsutum</i> (Boucomont, 1928)	D; Lima (2013)
<i>Gama</i> sp.	B
<i>Geniates punctipennis</i> Ohaus, 1917*	A
<i>Gymnetis</i> cf. <i>chalcipes</i> Gory & Percheron, 1833*	B
<i>Gymnetis</i> cf. <i>hieroglyphica</i> Vigors, 1826*	B
<i>Heterogomphus dejeani</i> Reiche, 1859	B
<i>Heteropelidnota rostrata</i> (Burmeister, 1844)*	A
<i>Holocephalus sculptus</i> (Gillet, 1907)	D; Smith & Génier (2001)
<i>Hoplopyga</i> sp.	B
<i>Inca</i> sp.	B
<i>Isonychus</i> sp.	B
<i>Lagochile bipunctata bipunctata</i> (MacLeay, 1819)*	B
<i>Lagochile emarginata emarginata</i> (Gyllenhal, 1817)*	B
<i>Leucothyreus femoralis</i> Blanchard, 1851*	A
<i>Leucothyreus suturalis</i> Castelnau, 1840*	A
<i>Macraspis cincta cincta</i> (Drury, 1782)*	A; B
<i>Macraspis</i> cf. <i>morio</i> Burmeister, 1844*	A; B
<i>Macraspis viridis</i> (Thunberg, 1822)*	A; B
<i>Mallotarsus</i> sp.	B
<i>Megasoma gyas gyas</i> (Jablonsky & Herbst, 1785)	A; B; Azevedo et al. (2007)
<i>Mimeoma maculata</i> (Burmeister, 1847)	B; D
<i>Mimogeniates margaridae</i> Martinez, 1964*	A; B
<i>Ontherus azteca</i> Harold, 1869	D; Lima (2013)
<i>Onthophagus</i> aff. <i>catharinensis</i> Paulian, 1936	Lima (2013)
<i>Paranomala</i> aff. <i>undulata</i> (Melsheimer, 1844)*	B
<i>Pelidnota arnaudi arnaudi</i> Soula, 2009*	A; B
<i>Pelidnota bivittata</i> (Swederus, 1787)*	B
<i>Pelidnota chalthorax chalthorax</i> Perty, 1834*	A; B
<i>Pelidnota cuprea</i> (Germar, 1824)*	A; B
<i>Pelidnota cyanipes</i> (Kirby, 1818)*	A; B
<i>Pelidnota gracilis</i> (Gory, 1834)*	B
<i>Pelidnota kirbii</i> (Gray, 1832)*	B
<i>Pelidnota liturella</i> (Kirby, 1818)*	B
<i>Pelidnota xanthospila</i> (Germar, 1824)*	B
<i>Phanaeus splendidulus</i> (Fabricius, 1781)	Lima (2013)
<i>Phileurus carinatus</i> Prell, 1914*	A
<i>Phyllophaga</i> sp.	B
<i>Plectris</i> sp.	B
<i>Pseudocanthon xanthurum</i> (Blanchard, 1843)	Schiffler et al. (2003)
<i>Rutela lineola</i> (Linnaeus, 1758)*	B
<i>Sphaerorutela</i> cf. <i>viridicuprea</i> (Ohaus, 1913)*	B
<i>Stenocrates holomelanus</i> (Germar, 1824)*	A
<i>Strategus aloeus</i> (Linnaeus, 1758)*	B
<i>Strategus centaurus</i> Kolbe, 1907*	A; B

Famílias / Espécies	Informações ¹ /Referências
<i>Strategus mandibularis</i> Sternberg, 1910*	B
<i>Strategus surinamensis</i> Burmeister, 1847*	B
<i>Strategus validus</i> (Fabricius, 1775)*	A
<i>Streblopus opatroides</i> Lansberge, 1874*	D
<i>Strigidia cuprea</i> (Germar, 1824)*	A; B
<i>Strigidia xanthospila</i> (Germar, 1824)*	A; B
<i>Tomarus</i> sp.	B
<i>Trichaphodiellus brasiliensis</i> (Castelnau, 1840)*	B; D
<i>Trichillum externepunctatum</i> (Borre, 1880)	Schiffler et al. (2003)
<i>Trichillum hirsutum</i> (Boucomont, 1928)	Schiffler et al. (2003)
<i>Trizogeniates laevis</i> (Camerano, 1878)*	A
<i>Trizogeniates vittatus</i> (Lucas, 1857)*	A
<i>Uroxys</i> sp.	Lima (2013)
Tenebrionidae	
<i>Camaria nitida</i> Audinet-Serville, 1825*	E
<i>Nyctobates gigas</i> Linnaeus, 1787*	A
<i>Nyctobates maxima</i> Germar, 1824*	A
<i>Strongylium</i> sp.	A
Trogidae	
<i>Omorgus loxus</i> (Vaurie, 1955)*	A; B; D
<i>Omorgus persuberosus</i> (Vaurie, 1962)*	A; B
<i>Omorgus suberosus</i> (Fabricius, 1775)*	B
<i>Trox</i> sp.	A

1A: Espécies existentes na coleção da RNV identificadas por especialistas dos respectivos grupos; B: Espécies coletadas e/ou com identificações confirmadas pelos autores D.S.Martins & P.S.F.Ferreira junto ao especialista em Scarabaeoidea F.Z.Vaz-de-Mello, da UFMT; C: Espécies coletadas e/ou com identificações confirmadas pelos autores D.S.Martins & P.S.F.Ferreira junto ao especialista em Cerambycidae Paulo R. Magno, do Museu Nacional da UFRJ; D: Espécies coletadas na RNV depositadas no Setor de Entomologia da Coleção Zoológica da UFMT (F.Z.Vaz-de-Mello); E: Espécies coletadas na RNV depositadas no Museu Regional de Entomologia da Universidade Federal de Viçosa.

Tabela 4: Lista de espécies da ordem Hemiptera registradas na Reserva Natural Vale, Linhares/ES. Ano 2015.

Famílias / Espécies	Informações ¹ /Referências
Subordem Auchenorrhyncha	
Aphrophoridae	
<i>Cephus siccifolius</i> (Walker, 1851) *	A
Cercopidae	
<i>Aeneolamia colon</i> (Germar, 1821) *	A
<i>Notozulia entreriana</i> (Berg, 1879) *	A
Cicadellidae	
<i>Diastostema albipenne</i> (Fabricius, 1803) *	A
Fulgoridae	
<i>Acraephia perspicillata</i> (Fabricius, 1781) *	A
<i>Enchophora recurva</i> (Olivier, 1791) *	A
<i>Fulgora laternaria</i> (Linnaeus, 1758) *	A
<i>Odontoptera spectabilis</i> Carreno, 1841 *	A
<i>Phenax variegata</i> (Olivier, 1791) *	A; D
<i>Phrictus diadema</i> (Linnaeus, 1767) *	A; D
Subordem Heteroptera	
Alydidae	

Famílias / Espécies	Informações ¹ /Referências
<i>Hyalymenus sinuatus</i> (Fabricius, 1787) *	A
<i>Megalotomus</i> sp.	A; C
<i>Stenocoris tipuloides</i> (De Geer, 1773) *	A; C
Aradidae	
<i>Hesus flaviventris</i> Burmeister, 1835 *	A
<i>Neuroctenus punctulatus</i> (Burmeister, 1835) *	A
Belostomatidae	
<i>Belostoma plebejum</i> (Stål, 1858) *	A
Coreidae	
<i>Acanthocephala</i> sp.	A
<i>Chariesterus armatus</i> (Thunberg, 1825) *	A; C
<i>Coryzoplatus rhomboideus</i> (Burmeister, 1835) *	A; C
<i>Crinocerus sanctus</i> (Fabricius, 1775) *	A; C
<i>Diactor bilineatus</i> (Fabricius, 1803)	A; C
<i>Fabricitilis</i> sp.	A
<i>Grammopocilus</i> sp.	A
<i>Holymenia clavigera</i> (Herbst, 1784) *	A
<i>Hypselonotus fulvus</i> (De Geer, 1773) *	A; C
<i>Hypselonotus interruptus</i> Hahn, 1833 *	A; C
<i>Leptoglossus gonagra</i> (Fabricius, 1775) *	A; C
<i>Leptoscelis elongator</i> (Fabricius, 1803) *	A
<i>Machtima crucigera</i> (Fabricius, 1775) *	A
<i>Madura longicornis</i> Stål, 1862 *	A
<i>Nematopus</i> sp.	A; C
<i>Pachylis laticornis</i> (Fabricius, 1798) *	A; C
<i>Pachylis nervosus</i> Dallas, 1852 *	A
<i>Phthia picta</i> (Drury, 1770) *	A; C
<i>Sphictyrtus chrysis</i> (Lichtenstein, 1796) *	A; C
<i>Zoreva</i> sp.	A
Gerridae	
<i>Limnogonus</i> sp.	A
Hydrometridae	
<i>Hydrometra argentina</i> Berg, 1879*	A
Lygaeidae	
<i>Oncopeltus</i> sp.	A
Mesoveliidae	
<i>Mesovelia mulsanti</i> White, 1879*	D
Miridae	
<i>Ceratocapsus alvarengai</i> Henry, 1983*	C
<i>Ceratocapsus testatipes</i> Henry, 1983*	C
<i>Collaria oleosa</i> (Distant, 1883)*	C
<i>Creontiades rubinervis</i> (Stål, 1860)*	C
<i>Cyrtocapsus</i> sp.	C
<i>Engytatus itatiaianus</i> (Carvalho, 1980)*	C
<i>Euchilocoris hahni</i> (Stål, 1860)*	C
<i>Fulvius anthocoroides</i> (Reuter, 1875)*	C
<i>Fulvius bisbistillatus</i> (Stål, 1860)*	C
<i>Lampethusa</i> sp.	C
<i>Peritrops</i> sp.	C
<i>Phytocoris</i> sp.	C

Famílias / Espécies	Informações ¹ /Referências
<i>Platyscytus rufomaculatus</i> Carvalho, 1951*	C
<i>Prepops atroluteus</i> (Walker, 1873)*	C
<i>Prepops cruciferus</i> (Berg, 1878)*	C
<i>Prepops subsimilis</i> (Reuter, 1907)*	C
<i>Prepops zetterstedti</i> (Stål, 1860)*	C
<i>Proba vittiscutis</i> (Stål, 1860)*	C
<i>Rhinacloa clavicornis</i> (Reuter, 1905)*	C
<i>Sericophanes ornatus</i> (Berg, 1878)*	C
<i>Taylorilygus pallidulus</i> (Blanchard, 1852)*	C
<i>Tytthus neotropicalis</i> (Carvalho, 1945)*	C
Pentatomidae	
<i>Acrosternum runaspis</i> (Dallas, 1851)*	A; C
<i>Alcaeorrhyncus grandis</i> (Dallas, 1851)*	A; C
<i>Arocera spectabilis</i> (Drury, 1773)*	A; C
<i>Chloropepla vigens</i> (Stål, 1860)*	A; C
<i>Cyrtocoris gibbus</i> (Fabricius, 1803)*	A; C
<i>Edessa</i> aff. <i>affinis</i> Dallas, 1851	A; C
<i>Edessa leucogramma</i> (Perty, 1833)*	A; C
<i>Edessa mediatubunda</i> (Fabricius, 1974)	A
<i>Edessa rufomarginata</i> (De Geer, 1773)*	A; C
<i>Euschistus inermis</i> Mayr, 1864*	D
<i>Loxa flavicollis</i> (Drury, 1773)	A
<i>Loxa virescens</i> Amyot & Serville, 1843*	A; C
<i>Loxa viridis</i> (Palisot de Beauvois, 1811)*	A; C
<i>Mecistorhinus mixtus</i> (Fabricius, 1787)*	A; C
<i>Mormidea ypsilon</i> (Fabricius, 1775)*	A
<i>Praepharnus</i> sp.	A
<i>Peromatus nodifer</i> Westwood, 1840*	A; C
<i>Proxys albopunctulatus</i> (Palisot de Beauvois, 1805)*	A; C
<i>Sympiezorhynchus tristis</i> Spinola, 1837*	A; C
<i>Thyanta perditor</i> Fabricius, 1794*	A; C
Phloeidae	
<i>Phloea corticata</i> (Drury, 1773)	A; C; Guilbert (2003)
<i>Phloea subquadrata</i> Spinola, 1837	A; C; Guilbert (2003)
<i>Phloeophana longirostris</i> (Spinola, 1837)	Guilbert (2003)
Pyrrhocoridae	
<i>Dysdercus fulvoniger</i> (De Geer, 1773)*	A
<i>Dysdercus ruficollis</i> (Linnaeus, 1764)*	A
Reduviidae	
<i>Agricoleptes albosparsus</i> (Stål, 1854)*	A; B
<i>Agricoleptes salvatorianus</i> Carcavallo & Martínez 1960*	A
<i>Apiomerus lanipes</i> (Fabricius 1803)	A; B; Gil-Santana & Alencar (2001a)
<i>Apiomerus luctuosus</i> Costa Lima, Seabra & Hathaway 1951	A; B; Gil-Santana et al. (2006)
<i>Apiomerus nigrilobus</i> Stål, 1872*	A; B
<i>Apronius</i> sp.	A; B
<i>Arilus carinatus</i> (Forster, 1771)	A; B; Gil-Santana & Alencar (2001a)
<i>Bactrodes</i> sp.	A; B
<i>Beharus cylindripes</i> (Fabricius, 1803)	A; B; Gil-Santana et al. (2001)
<i>Brontostoma discus</i> (Burmeister, 1835)*	A; B
<i>Brontostoma doughertyae</i> Gil-Santana, Lopes, Marques & Jurberg, 2005	A; B; Gil-Santana et al. (2005)
<i>Brontostoma nanus</i> Carpintero, 1980*	B
<i>Brontostoma rubrum</i> (Amyot & Serville, 1843)	A; B; Gil-Santana & Alencar (2001a)
<i>Brontostoma trux</i> (Stål, 1859)*	A; B

Famílias / Espécies	Informações ¹ /Referências
<i>Castolus rufomarginatus</i> Champion 1899*	A; B
<i>Castolus spissicornis</i> (Stål, 1860)*	A
<i>Chryxus bahianus</i> Gil-Santana, Costa & Marques, 2007*	B
<i>Cosmoclopius</i> sp.	A; B
<i>Cricetopareis tucumana</i> (Berg, 1884)*	A
<i>Ctenotrachelus</i> sp.	A; B
<i>Diaditus latulus</i> Barber, 1930*	B
<i>Doldina</i> sp.	A; B
<i>Emesa mourei</i> Wygodzinsky, 1945	Gil-Santana & Alencar (2001a)
<i>Emesopsis nubilus</i> Uhler, 1893	Gil-Santana & Alencar (2001a)
<i>Empicoris rubromaculatus</i> (Blackburn, 1889)	Gil-Santana & Alencar (2001a)
<i>Eupheno pallens</i> (Laporte, 1832)*	A; B; D
<i>Gardena agrippina</i> McAtee & Malloch, 1925	Gil-Santana et al. (2000)
<i>Ghilianella</i> sp.	A; Gil-Santana & Alencar (2001a)
<i>Ghinallelia pascoei</i> (Bergroth 1906)*	A
<i>Ghinallelia rhabdita</i> (Maldonado 1960)*	A
<i>Ghinallelia talitae</i> Gil-Santana, Costa & Silva, 2009	Gil-Santana et al. (2009)
<i>Graptocleptes bicolor</i> (Burmeister 1838)*	A
<i>Harpactor angulosus</i> (Lepeletier & Serville, 1825)	A; B
<i>Heniartes erythromerus</i> Spinola, 1840	A; B; Gil-Santana & Alencar (2001a)
<i>Heza insignis</i> Stål, 1859*	B
<i>Heza</i> cf. <i>multiannulata</i> Stål, 1860	A; B
<i>Heza similis</i> Stål, 1859*	A
<i>Hiranetis</i> sp.	Gil-Santana & Alencar (2001a)
<i>Isocondylus elongatus</i> (Lepeletier & Serville, 1825)*	A; B
<i>Kodormus barberi</i> (Costa-Lima, 1941)	Gil-Santana & Alencar (2001a)
<i>Mayemesa lapinhaensis</i> (Wygodzinsky, 1950)	A; B; Gil-Santana et al. (1999b)
<i>Melanolestes</i> sp.	A; B; Gil-Santana & Alencar (2001a)
<i>Microtomus</i> cf. <i>cinctipes</i> (Stål, 1859)	A; B
<i>Microtomus conspicillaris</i> (Drury, 1782)	A; B; Gil-Santana & Alencar (2001a)
<i>Montina confusa</i> (Stål, 1859)*	A; B
<i>Montina</i> cf. <i>sinuosa</i> (Lepeletier & Serville, 1825)	A; B
<i>Narvesus minor</i> Barber 1930*	A
<i>Nitornus</i> sp.	A; B
<i>Oncerotrachelus</i> sp.	A; B
<i>Opisthacidius rubropictus</i> (Herrich-Schaeffer, 1848)	A; B; Gil-Santana & Alencar (2001a)
<i>Orbella</i> sp.	A; B
<i>Otiodyctylus signatus</i> Pinto, 1927	A; B; Gil-Santana & Alencar (2001a)
<i>Panstrongylus geniculatus</i> (Latreille, 1811)	A; B; D; Gil-Santana & Alencar (2001a)
<i>Panstrongylus megistus</i> (Burmeister, 1835)	A; B; Gil-Santana & Alencar (2001a)
<i>Ploeogaster acantharis</i> (Wolff, 1802)*	B
<i>Pnirontis beieri</i> Wygodzinsky, 1948*	A; B
<i>Pnirontis buenoi</i> Costa Lima & Seabra, 1945*	B
<i>Pothea</i> sp.	A; B; Gil-Santana & Alencar (2001a)
<i>Racelda moerens</i> Breddin, 1898*	B
<i>Rasahus brasiliensis</i> Coscarón, 1983*	A; B
<i>Rasahus castaneus</i> Coscarón, 1983	A; B; Gil-Santana & Alencar (2001a)
<i>Rasahus hamatus</i> (Fabricius, 1781)	A; B; Gil-Santana & Alencar (2001a)
<i>Rasahus sulcicollis</i> (Forster, 1771)	A; B; Gil-Santana & Alencar (2001a)
<i>Repipta flavicans</i> (Amyot & Serville, 1843)*	A; B
<i>Rhiginia lateralis</i> (Lepeletier & Serville, 1825)*	A; B
<i>Rhyparoclopius</i> sp.	Gil-Santana & Alencar (2001a)
<i>Ricolla quadrispinosa</i> (Linnaeus, 1767)*	A; B
<i>Saica apicalis</i> Osborn & Drake, 1915 *	A; B
<i>Sirthena stria</i> (Fabricius, 1994)	A; B; Gil-Santana & Alencar (2001a)
<i>Stalemesa</i> cf. <i>carvalhoi</i> Wygodzinsky, 1966	B
<i>Stenolemus renatoi</i> Gil-Santana & Alencar, 2000	Gil-Santana & Alencar (2000)

Famílias / Espécies	Informações ¹ /Referências
<i>Stenopoda</i> sp.	A; B; Gil-Santana & Alencar (2001a)
<i>Stenopodessa</i> sp.	A; Gil-Santana & Alencar (2001a)
<i>Tagalis inornata inornata</i> Stål, 1860 *	B
<i>Triatoma tibiamaculata</i> (Pinto, 1926)	A; B; Gil-Santana & Alencar (2001a)
<i>Tydides rufus</i> (Serville, 1831) *	A; B
<i>Veseris bellator</i> (Torre-Bueno, 1914)	Gil-Santana & Alencar (2001b)
<i>Veseris rugosicollis</i> (Stål, 1858)	A; B; Gil-Santana et al. (1999a)
<i>Wygodzinskyocoris nigripes</i> Dougherty, 1995 *	A; B
<i>Zelurus</i> cf. <i>albospinosus</i> (Fallou, 1889)	A; B
<i>Zelurus circumcinctus</i> (Hahn, 1825)	A; B; D; Gil-Santana & Alencar (2001a)
<i>Zelurus eburneus</i> (Lepeletier & Serville, 1825)	A; B; Gil-Santana & Alencar (2001a)
<i>Zelurus flavofasciatus</i> Stål 1859 *	A
<i>Zelurus lepeletierianus</i> (Kirkaldy, 1909) *	A; B
<i>Zelurus obscuricornis</i> (Stål, 1859)	A; B; Gil-Santana & Alencar (2001a)
<i>Zelurus spinidorsis</i> (Gray, 1832)	A; B; Gil-Santana & Alencar (2001a)
<i>Zelus</i> cf. <i>armillatus</i> (Lepeletier & Serville, 1825)	A; B
<i>Zelus leucogrammus</i> (Perty, 1833) *	A; B
<i>Zelus versicolor</i> (Herrich-Schäffer, 1848) *	A; B
Rhopalidae	
<i>Jadera sanguinolenta</i> (Fabricius, 1775) *	A; C; D
Scutelleridae	
<i>Pachycoris torridus</i> Scopoli, 1772 *	A; C
Tingididae	
<i>Acanthocheila armigera</i> (Stål, 1858) *	A
<i>Amblystira pallipes</i> (Stål, 1858) *	A
<i>Amblystira peltogyne</i> Drake & Hambleton, 1935 *	A
<i>Dicysta fonsecai</i> Monte, 1940 *	A

¹A: Espécies existentes na coleção da RNV identificadas por especialistas dos respectivos grupos; B: Espécies coletadas e/ou com identificações confirmadas pelos autores D.S. Martins & P.S.F. Ferreira junto ao especialista em Reduviidae Dr. Hécio Reinaldo Gil Santana, do Instituto Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro; C: Espécies identificadas pelo especialista em Heteroptera Dr. Paulo Sérgio Fiuza Ferreira da Universidade Federal de Viçosa (UFV); D: Espécies coletadas na RNV depositadas no Museu Regional de Entomologia da Universidade Federal de Viçosa.

*Primeiro registro da espécie no estado do Espírito Santo.

AGRADECIMENTOS

Aos especialistas Dr. Fernando Z. Vaz-de-Mello da Universidade Federal de Mato Grosso, Dr. Paulo Roberto Magno do Museu Nacional da Universidade Federal do Rio de Janeiro e Dr. Hécio Reinaldo Gil Santana do Instituto Oswaldo Cruz pelas identificações dos espécimes de Scarabeoidea, Cerambycidae e Reduviidae, respectivamente. Ao Dr. Hécio Reinaldo Gil Santana e a Dra. Lívia Aguiar Coelho da Universidade Federal da Grande Dourados pela revisão do texto. À Confederação da Agricultura e Pecuária do Brasil (CNA), à Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária (Embrapa), ao Instituto Capixaba de Pesquisa Assistência Técnica e Extensão Rural (Incaper) e a Reserva Natural Vale

pelo apoio ao Projeto Biomas do Brasil/Bioma Mata Atlântica (Subprojeto MA 25).

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Arias-Buriticá, J.A. & F.Z. Vaz-de-Mello. 2012. Redescrición de *Dichotomius camposeabrai* y *D. nemoricola* (Coleoptera: Scarabaeidae: Scarabaeinae), con apuntes sobre su posición sistemática. *Revista Mexicana de Biodiversidad* 83(2): 387-395.
- Azevedo, C.O.; Vaz-de-Mello, F.Z.; Tavares, M.T.; Brescovit, A.D.; Marco, P. De Jr.; Furieri, K.S.; Brown Jr K.S. & Freitas, A.V.L. 2007. Os invertebrados terrestres ameaçados de extinção no estado do Espírito Santo. Capítulo 8, p.105-119. In: Passamani, M. & Mendes, S.L. (Org.). *Espécies da fauna ameaçadas de extinção no Estado do Espírito Santo*. Vitória: Instituto de

- Pesquisas da Mata Atlântica, 140p.
- Barlow, J.; Gardner, T.A.; Araújo, I.S.; Ávila-Pires, T.C.; Bonaldo, A.B.; Costa, J.E.; Espósito, M.C.; Ferreira, L.V.; Hawes, J.; Hernandez, M.I.M.; Hoogmoed, M.S.; Leite, R.N.; Lo-Man-Hung, N.F.; Malcon, J.R.; Martins, M.B.; Mestre, L.A.M.; Miranda-Santos, R.; Nunes-Gutjahr, A.L.; Overall, W.L.; Parry, L.; Peters, S.L.; Ribeiro Jr, M.A.; Silva, M.N.F.; Motta, C.S. & Peres, C.A. 2007. Quantifying the biodiversity value of tropical primary, secondary, and plantation forests. *Proceeding of the National Academy of Sciences* 104(47): 18555-18560.
- Boer, P.J. 1981. On the survival of populations in a heterogeneous and variable environment. *Oecologia* 50(1): 39-53.
- Bouchard, P.; Grebennikov, V.V.; Smith, A.B.T. & Douglas, H. 2009. Biodiversity of Coleoptera. p. 265-301. In: Foottit, R.G. & Adler, P.H. (Eds.). *Insect biodiversity: Science and society*. Wiley-Blackwell: Chichester, UK.
- Brown Jr., K.S. 1987. O papel dos consumidores na conservação e no manejo de cursos genéticos florestais in situ. *IPEF* 35: 61-69. Disponível em: www.ipef.br/publicacoes/scientia/nr35/cap04.pdf
- Brown, J.H. & Gibson, A.C. 1983. *Biogeography*. London, C.V. Mosby Company. 643p.
- Casari, S.A. & Ide, S. 2012. Coleoptera. p.453-535. In: Rafael, J.A.; Melo, G.A.R.; Carvalho, C.J.B.; Casari, S.A. & Constantino, R. (Eds.). *Insetos do Brasil: diversidade e taxonomia*. Ribeirão Preto: Holos, Editora.
- Castillo-Miralbés, M. 2001. Principales especies de coleópteros necrófagos presentes en Carroña de Cerdos en la comarca de la Litera (Huesca). *Graellsia* 57(1): 85-90.
- Costa, C.L. 2003. As inter-relações vírus-afídeos vetores e o controle da mancha anelar do mamoeiro causada pelo Papaya ringspot virus-p. In: Martins D.S. (Ed.). *Papaya Brasil: qualidade do mamão para o mercado interno*. Vitória, ES: Incaper, p.183-191.
- Ehrlich, P.R.; Murphy, D.D.; Singer, M.C.; Sherwood, C.B.; White, R.R. & Brown, I.L. 1980. Extinction, reduction, stability and increase: the response of checkerspot butterflies to the California drought. *Oecologia* 46(1): 101-105.
- Ferreira, P.S.F.; Silva, E.R. & Coelho, L.B. 2001. Miridae (Heteroptera) fitófagos e predadores de Minas Gerais, Brasil, com ênfase em espécies com potencial econômico. *Iheringia, Ser. Zool.*, 91: 159-169.
- Fundação SOS Mata Atlântica & INPE. 2005. Atlas dos Remanescentes Florestais da Mata Atlântica / Período 2000-2005. Resultados Quantitativos - Estado do Espírito Santo. Relatório Final, Fundação SOS Mata Atlântica & Instituto Nacional de Pesquisas Espaciais, São Paulo. 4p.
- Galileo, M.H.M. & Martins, U.R. 2008. Novos táxons em Elaphidionini (Cerambycinae) e Onciderini (Lamiinae) e novos registros em Cerambycidae. *Revista Brasileira de Entomologia* 52(1): 24-27.
- Gil-Santana, H.R. & Alencar, J. 2000. Descrição de *Stenolemus renatoi* sp. n. (Hemiptera, Reduviidae, Emesinae). *Entomología y Vetores* 7(3): 273-279.
- Gil-Santana, H.R. & Alencar, J. 2001a. Reduviidae da Reserva Florestal de Linhares, Espírito Santo, Brasil (Hemiptera-Heteroptera). *Revista Brasileira de Zociências* 3(2): 185-194.
- Gil-Santana, H.R. & Alencar, J. 2001b. Sobre o gênero *Veseris* Stål, 1865, com *Eurylochus* Torre Bueno, 1914, como sinônimo novo e chaves para identificação (Hemiptera, Reduviidae, Sphaeridopinae). *Entomología y Vetores* 8(1): 95-104.
- Gil-Santana, H.R. & Jurberg, J. 2003. Sobre a ocorrência de *Emesa mourei* Wygodzinsky, 1945 (Hemiptera, Reduviidae, Emesinae) em teias biológicas. *Entomología y Vetores* 10(1): 61-66.
- Gil-Santana, H.R. & Baena, M. 2009. Two new species of *Brontostoma* Kirkaldy (Hemiptera: Heteroptera: Reduviidae: Ectrichodiinae) from Bolivia, with description of the male genitalia of two other species of the genus, and description of the female of *B. doughertyae* Gil-Santana, Lopes, Marques & Jurberg. *Zootaxa* 1979: 41-52.
- Gil-Santana, H.R.; Lopes, C.M.; Marques, O.M. & Jurberg, J. 2005. Descrição de *Brontostoma doughertyae* sp. nov. e estudo morfológico comparativo com *B. rubrum* (Amyot & Serville, 1843) (Hemiptera: Heteroptera: Reduviidae: Ectrichodiinae). *Entomología y Vetores* 12(1): 75-94.
- Gil-Santana, H.R.; Alencar, J. & Jurberg, J. 2001. Redescricao de *Beharus cylindripes* (Fabricius, 1803), com o primeiro registro de sua ocorrência no Brasil (Hemiptera, Reduviidae, Apiomerinae). *Entomología y Vetores* 8(2): 185-192.
- Gil-Santana, H.R.; Costa, L.A.A. & Silva, H.P. 2009. Nova espécie de *Ghinallelia* Wygodzinsky, 1966 do estado do Espírito Santo, Brasil (Hemiptera, Heteroptera, Reduviidae, Emesinae). *Arquivos do Museu Nacional* 67(1-2): 27-34.
- Gil-Santana, H.R.; Costa, L.A.A. & Zeraik, S.O. 2000. Redescricao de *Gardena agrippina* McAtee & Malloch, 1925, com registro de ocorrência no Brasil (Hemiptera, Reduviidae, Sphaeridopinae). *Boletim do Museu Nacional, Nova Série Zoologia*, Rio de Janeiro 432: 1-8.
- Gil-Santana, H.R.; Zeraik, S.O. & Costa, L.A.A. 1999a. Redescricao do macho de *Veseris rugosicollis* (Stål, 1858) (Hemiptera, Reduviidae, Sphaeridopinae). *Boletim do Museu Nacional, Nova Série Zoologia* 408: 1-8.
- Gil-Santana, H.R.; Zeraik, S.O. & Costa, L.A.A. 1999b. Sinonimização dos gêneros *Amilcaria* Wygodzinsky,

- 1950 e *Mayemesa* Wygodzinsky, 1945 e descrição do macho de *M. lapinhaensis* (Wygodzinsky, 1950), combinação nova (Hemiptera, Reduviidae, Emesinae). Boletim do Museu Nacional, Nova Série Zoologia 400: 1-10.
- Gil-Santana, H.R.; Zeraik, S.O. & Milano, P. 2006. Notas sobre algumas espécies de *Apiomerus* Hahn do Brasil (Heteroptera: Reduviidae: Harpactorinae: Apiomerini). Boletín Sociedad Entomológica Aragonesa 39(1): 213-218.
- Grazia, J.; Calvichioli, R.R.; Wolff, V.R.S.; Fernandes, J.A.M. & Takiya, D.M. 2012. Hemiptera Linnaeus, 1758. In: Rafael, J.A.; Melo, G.A.R.; Carvalho, C.J.B.; Casari, S.A. & Constantino, R. (Eds.). Insetos do Brasil: diversidade e taxonomia. Ribeirão Preto: Holos, Editora, p.347-405.
- Grimaldi, D. & Engel, M.S. 2005. Evolution of the Insects. Cambridge University Press, Cambridge, U.K. 755 pp.
- Guilbert, E. 2003. Habitat use and maternal care of *Phloea subquadrata* (Hemiptera: Phloeidae) in the Brazilian Atlantic Forest (Espírito Santo). European Journal of Entomology 100(1): 61-63.
- Gullan, P.J. & Craston, P.S. 2014. The Insects: an outline of entomology. 5th ed. Wiley Blackwell, Oxford. 624 pp.
- Halffter, G. & Matthews, E. G. 1966. The natural history of dung beetles of the subfamily Scarabaeinae (Coleoptera, Scarabaeidae). Folia Entomologica Mexicana 12/14:1-312.
- Hayek, L.A.C. & Buzas, M.A. 1997. Surveying natural populations. New York, Columbia University Press, 563p.
- Henry, T.J. 2000. The predatory Miridae: a glimpse at the other plant bugs, p.17-20. In: Wings (essay on invertebrates conservation). (Shepherd, M.). Portland, Xerces Society. 23 p.
- Jesus, R.M. & Rolim, S.G. 2005. Fitossociologia da Mata Atlântica de Tabuleiro. Boletim Técnico da Sociedade de Investigações Florestais 19: 1-149.
- Koller, W.W.; Gomes, A.; Flechtman, C.A.H.; Rodrigues, S.R.; Bianchin, I. & Honer, M.R. 1997. Ocorrência e Sazonalidade de Besouros Copro/Necrófagos (Coleoptera; Scarabaeidae), em massas fecais de bovinos, na região de cerrados do Mato Grosso do Sul. Embrapa 48:1-5. Disponível em: <http://old.cnpqg.embrapa.br/publicacoes/pa/pa48.html>.
- Landau, B.; Prowell, D. & Carlton, C.E. 1999. Intensive versus long-term sampling to assess lepidopteran diversity in southern mixed mesophytic forest. Annals of the Entomological Society of America 92(3): 435-441.
- Lawrence, F.A.; Hasting, A.M.; Dallwitz, M.J.; Paine, T.A. & Zurcher, E.J. 1999. Beetles of the world. A key and information system form families and subfamilies. CSIRO Publishing, Melbourne.
- Leite, G.R.; Santos, C.B. & Flaqueto, A. 2007. Insecta, Hemiptera, Reduviidae, *Panstrongylus geniculatus*: geographic distribution map. Check List 3(2): 147-152.
- Lima, R.C. 2013. Diversidade de Scarabaeinae (Coleoptera: Scarabaeidae), coletados em armadilha de solo com isca, na Reserva Natural Vale, Linhares – Espírito Santo, Brasil. Dissertação (Mestrado em Produção Vegetal) – Campos dos Goytacazes, RJ, Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro, 63p.
- Longino, J.T. 1994. How to measure arthropod diversity in a tropical rainforest. Biology International 28: 3-13.
- Louzada, J.N.C., Schiffler, G. & Vaz-de-Mello, F.Z. 1996. Efeito do fogo sobre a comunidade de Scarabaeidae (Insecta, Coleoptera) na restinga da Ilha de Guriri-ES, p.149-195. In: Miranda, H.S.; Salto, C.H. & Souza Dias, B.F. (Eds.). Impactos de queimadas em áreas de Cerrado e Restinga. Universidade de Brasília, 187p.
- Martins, D.S., Ferreira, P.S.F., Fornazier, M.J. & Santos, J.S. 2014. Insetos da Reserva Natural Vale, Linhares, Espírito Santo, Brasil. Ciência & Ambiente 49: 219-235.
- Menezes, E.L.A. & Aquino A.M. 2005. Coleoptera terrestre e sua importância nos sistemas agropecuários. Embrapa Documentos 206, Seropédica, RJ. 55pp.
- Mermudes, J.R.M. 2008. Revision of *Piezochaerus* (Coleoptera: Cerambycidae). Revista Brasileira de Zoologia 25(2): 309-313.
- Miller, J.C. 1993. Insect natural history, multispecies interactions and biodiversity in ecosystems. Biodiversity Conservation 2: 233-241.
- Miss, J.V.D. & Deloya, C. 2007. Observaciones sobre los coleópteros saproxilófilos (Insecta: Coleoptera) en Sotuta, Yucatán, México. Revista Colombiana de Entomología 33(1): 77-81.
- Monné, M.A. 2001. Catalogue of the Neotropical Cerambycidae (Coleoptera) with known host plant – Part I: Subfamily Cerambycinae, tribes Achrysonini to Elaphidiini. Publicações Avulsas do Museu Nacional 88: 1-108.
- Monné, M.A. 2005a. Catalogue of the Cerambycidae (Coleoptera) of the Neotropical Region. Part I. Subfamily Cerambycinae. Zootaxa 946: 1-765.
- Monné, M.A. 2005b. Catalogue of the Cerambycidae (Coleoptera) of the Neotropical Region. Part II. Subfamily Lamiinae. Zootaxa 1023: 1-760.
- Monné, M.A. 2006. Catalogue of the Cerambycidae (Coleoptera) of the Neotropical Region. Part III. Subfamilies Parandrinae, Prioninae, Anoplodermatinae, Aseminae, Spondylidinae, Lepturinae, Oxypeltinae, and addenda to the Cerambycinae and Lamiinae. Zootaxa 1212: 1-244.
- Moojen, J.; Carvalho, J.C. & Lopes, H.S. 1941. Observações sobre conteúdo gástrico das aves brasileiras. Memórias

- do Instituto Osvaldo Cruz 36(3): 405-444.
- New, T.R. 2010. Beetles in conservation. Wiley-Blackwell. 237pp.
- Nichols, E.; Spector, S.; Louzada, J.; Larsen, T.; Amezcua, S. & Favila, M. 2008. Ecological functions and ecosystem services of Scarabaeine dung beetles: a review. *Biological Conservation* 141: 1461-1474.
- Onore, G.; Reyes-Castillo, P. & Zunino, E.M. (Eds.). 2003. Escarabeidos de Latinoamérica: estado del conocimiento. Sociedad Entomológica Aragonesa, Monografías Tercer Milenio v.3, 86p.
- Passamani, M. & Mendes, S.L. (Org.). 2007. Espécies da fauna ameaçadas de extinção no Estado do Espírito Santo. Vitória: Instituto de Pesquisas da Mata Atlântica, 140p.
- Paula, A.S. & Ferreira, P.S.F. 1998. Fauna de Heteroptera de la "Mata do Córrego do Paraíso", Viçosa, Minas Gerais, Brasil. I. Riqueza y diversidad específicas. *Anales Inst. Biol. Univ. Nac. Autón. México, Ser. Zool.* 69(1): 39-51.
- Paula A.S. & Ferreira, P.S.F. 2000. Fauna de Heteroptera de la "Mata do Córrego do Paraíso", Viçosa, Minas Gerais, Brasil. II. Patrones temporales y distribución anual y estacionalidad. *Anales Inst. Biol. Univ. Nac. Autón. México, Ser. Zool.* 7(1): 7-19.
- Pearson, D.L. 1994. Selecting indicator taxa for the quantitative assessment of biodiversity. *Philosophical Transactions of The Royal Society of London, Series B* 345: 75-79.
- Peixoto, A.L.; Silva, I.M.; Pereira, O.J.; Simonelli, M.; Jesus, R.M. & Rolim, S.G. 2008. Tableland Forests North of the Rio Doce: Their Representation in the Linhares Forest Reserve, Espírito Santo State, Brazil. *Memoirs of the New York Botanical Garden* 100: 369-372.
- Rafael, J.A.; Melo, G.A.R.; Carvalho, C.J.B.; Casari, S.A. & Constantino, R. (Ed.). 2012. *Insetos do Brasil: diversidade e taxonomia*. Ribeirão Preto: Holos, Editora, 810 p.
- Richards, O.W. & Davies, R.G. 1994. *Imm's general textbook of entomology*, vol. 2, 10th Edition. Chapman & Hall Ltd, London.
- Rosenberg, D.M.; Danks, H.V. & Lehmkuhl, D.M. 1986. Importance of insects in environmental impact assessment. *Environmental Management* 10(6): 773-783.
- Samways, M.J. 2005. *Insect Diversity Conservation*. Cambridge University Press. 342 pp.
- Schiffler, G.; Vaz-de-Mello, F.Z. & Azevedo, C.O. 2003. Scarabaeidae S. STR. (Coleoptera) do Delta do Rio Doce e Vale do Suruaca no município de Linhares, estado do Espírito Santo, Brasil. *Revista Brasileira de Zoociências* 5(2): 205-211.
- Schoederer, J.H. 1997. Comunidades de formigas: bioindicadores do estresse ambiental em sistemas naturais. In: Congresso Brasileiro de Entomologia, 16. Salvador, BA. Resumos. Salvador: SEB/EMBRAPA-CNPMP, p.233.
- Seastedt, T.R. & Crossley, D.A. 1984. The influence of arthropods on ecosystems. *Bioscience* 34: 157-161.
- Smith, A.B.T. & Génier, F. 2001. Revision of the genus *Holocephalus* (Coleoptera: Scarabaeidae: Scarabaeinae: Coprini). *The Canadian Entomologist* 133: 777-792.
- Souza, O.F.F. & Brown, V.K. 1994. Effects of habitat fragmentation on Amazonian termite communities. *Journal of Tropical Ecology* 10(2): 197-206.
- Srbek-Araujo, A.C. & Chiarello, A.G. 2008. Registro de perdiz *Rhynchotus rufescens* (Aves, Tinamiformes, Tinamidae) no interior da Reserva Natural Vale, Espírito Santo, Sudeste do Brasil. *Biota Neotropica* 8(2): 251-254.
- Thomazini, M.J. & Thomazini, A.P.B.W. 2000. A fragmentação florestal e a diversidade de insetos nas florestas tropicais úmidas. Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária Embrapa Acre, Ministério da Agricultura e do Abastecimento, documento 57: 1-8.
- Vanin, S.A. & Ide, S. 2002. Clasificación comentada de Coleoptera. In: Proyecto de Red Iberoamericana de Biogeografía y Entomología Sistemática, Pr IBES: 193-205.
- Vaz-de-Mello, F.Z. 2000. Estado atual de conhecimentos dos Scarabaeidae S. STR. (Coleoptera: Scarabaeoidea) do Brasil. p.181-195. In: Martín-Piera, F.; Morrone, J.J. & Melic, A. (Eds.). *Hacia un Proyecto CYTED para el Inventario y Estimación de la Diversidad Entomológica en Iberoamérica*. Zaragoza: SEA.
- Vaz-de-Mello, F.Z.; Louzada, J.N.C. & Gavino, M. 2001. Nova espécie de *Dichotomius* Hope, 1838 (Coleoptera, Scarabaeidae) do Espírito Santo, Brasil. *Revista Brasileira de Entomologia* 45(2): 99-102.
- Vieira, L.; J. Louzada; F.Z. Vaz-de-Mello; P.P. Lopes & F.A.B. Silva. 2011. New Records, threatens and conservation on status for *Dichotomius schiffleri* Vaz-de-Mello, Louzada & Gavino (Coleoptera: Scarabaeidae): an endangered dung beetle species from Brazilian Atlantic Forest Ecosystems. *Neotropical Entomology* 40(2): 282-284.
- Wheeler Jr., A.G. 2000a. Plant bugs (Miridae) as plant pest. In: Schaefer, C.W. & Panizzi, A.R. (Eds.). *Heteroptera of Economic Importance*. Boca Raton, CRC. pp. 37-83.
- Wheeler Jr., A.G. 2000b. Plant bugs (Miridae) as plant pest. In: Schaefer, C.W. & Panizzi, A.R. (Eds.). *Heteroptera of Economic Importance*. Boca Raton, CRC. pp. 657-693.



Pyrrhura cruentata (Wied, 1820).



PARTE V
FAUNA DE VERTEBRADOS

22

A RESERVA NATURAL VALE:
UM REFÚGIO PARA A CONSERVAÇÃO
DOS PEIXES DA BACIA DO RIO
BARRA SECA/ES

Fábio Vieira

INTRODUÇÃO

Os peixes representam aproximadamente 50% dos vertebrados atuais, com mais de 33.000 espécies descritas e consideradas válidas (Eschmeyer & Fong, 2016; Froese & Pauly, 2016; IUCN, 2016). Para toda a região Neotropical, avaliações realizadas há pouco mais de uma década indicaram existir 4.475 espécies descritas de peixes de água doce e cerca de 1.550 ainda sem denominação formal, totalizando mais de 6.000 (Reis *et al.*, 2003). Embora expressivo, esse número é ainda inferior às 8.000 espécies estimadas por Schaefer (1998). Com base nesses valores, a região neotropical é considerada uma área megadiversa em relação a peixes de água doce (Junk, 2007).

O Brasil é o maior país da região Neotropical e também o que abriga a maior riqueza de peixes de água doce do mundo, com números superiores a 3.000 espécies (Kottelat & Whitten, 1996; McAllister *et al.*, 1997; Froese & Pauly, 2016). Essa condição está relacionada diretamente ao seu posicionamento geográfico, dimensões territoriais, quantidade e tamanho de suas bacias hidrográficas.

No que se refere à hidrografia, a Reserva Natural Vale (RNV) está inserida no conjunto que arbitrariamente é denominado “*bacias costeiras do Leste e Sudeste do Brasil*”, que inclui todas as bacias localizadas entre a desembocadura do rio São Francisco, no limite entre os estados de Alagoas e Sergipe, e a baía de Paranaguá, no Estado do Paraná Langeani *et al.* (2009). Em um trabalho anterior, Abell *et al.* (2008) propuseram

uma divisão mais detalhada dessa extensa área em várias ecorregiões, sendo a que engloba a área da RNV a nº 328 “*Northeastern Mata Atlantica*”. Esse trabalho cobriu virtualmente todos os ambientes de água doce do mundo e, associado com dados sobre as espécies de peixes de água doce, disponibilizou uma ferramenta que tem como objetivo ser utilizada em conservação em âmbito regional e mundial. Para a América do Sul, a definição das ecorregiões foi baseada inicialmente em províncias ictiogeográficas historicamente reconhecidas e exemplificadas por Géry (1969) e Ringuelet (1975). Um breve relato sobre a ordenação histórica em que as propostas de províncias ictiogeográficas para a América do Sul aparecem na literatura é apresentada por Vieira *et al.* (2009).

A RNV integra o *Corredor Ecológico Piloto Sooretama – Goytacazes – Comboios*, que em seu conjunto visa preservar e interligar 175.131,248 hectares de matas de tabuleiro e ecossistemas associados (Figura 1; Iema, 2006). Este Corredor Piloto está inserido no *Corredor Central da Mata Atlântica* (MMA, 2006). Segundo Sanderson *et al.* (2003), os corredores ecológicos são compostos por diversas unidades de conservação interconectadas dentro de uma matriz ambiental com variados graus de ocupação humana. O objetivo final do estabelecimento de corredores é a manutenção dos processos ecossistêmicos e permitir a mobilidade e o intercâmbio genético dos componentes da flora e da fauna (MMA, 2006).

Atualmente é incontestável a importância da RNV e demais áreas protegidas no contexto

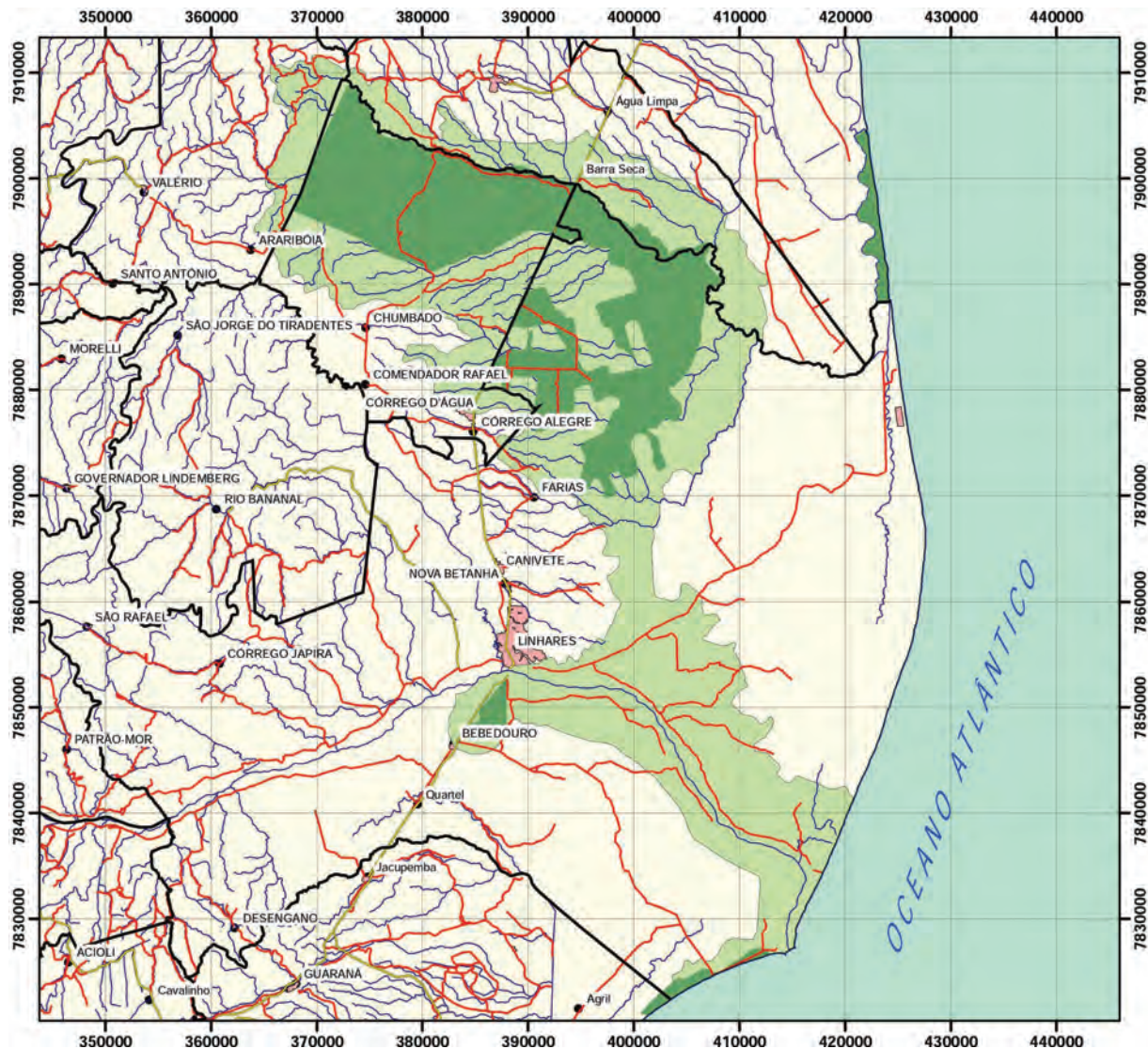


Figura 1: Corredor Ecológico Piloto Sooretama – Goytacazes – Comboios, que inclui a Reserva Biológica de Sooretama, a Reserva Natural Vale, a Floresta Nacional de Goytacazes e a Reserva Biológica de Comboios. Fonte: IEMA (2006).

da manutenção da biodiversidade do Espírito Santo, uma vez que a cobertura vegetal dessa ampla região do norte capixaba começou a ser eliminada sistematicamente a partir primeira metade do século XX (Ruschi, 1954; Silva, 2014). Os diversos estudos desenvolvidos com variados grupos animais e vegetais, tanto na RNV como na Rebio de Sooretama, mostram essa realidade de forma bastante clara (ver sínteses nos diferentes capítulos).

No que tange aos peixes de água doce, a situação é diferenciada, pois só recentemente foi feita uma avaliação mais abrangente das espécies de peixes que ocorrem na bacia do rio Barra Seca (Sarmiento-Soares & Martins-Pinheiro, 2014), a qual drena integralmente

a RNV. Previamente a esse trabalho, os registros de peixes na bacia do rio Barra Seca eram limitados ao material testemunho depositado em museus e proveniente de coletas esporádicas. Entretanto, ainda que no estudo supracitado tenha sido coberta uma ampla área desde a parte alta da drenagem até a foz no oceano, não foram feitas amostragens dentro da área da RNV. Dessa forma, permanece ainda limitado o conhecimento acerca dos peixes que ocorrem no interior desta Reserva.

Nesse capítulo foram sumarizados os dados disponíveis sobre a composição da ictiofauna dentro dos limites da RNV e discutidos aspectos relacionados à conservação e necessidade de estudos futuros.

MATERIAIS E MÉTODOS

Como já indicado, na literatura não estão disponíveis informações sistematizadas e fidedignas acerca da fauna de peixes que ocorre na área delimitada pela RNV. Essa é uma situação comum para a ictiofauna na maior parte das unidades de conservação brasileiras e foi brevemente discutida por Vieira *et al.* (2005). Sarmiento-Soares & Martins-Pinheiro (2014) reforçam esse entendimento e indicam que “a ictiofauna tem sido desconsiderada de tal forma na delimitação de áreas de proteção que nenhuma das Unidades de Conservação do Espírito Santo possui em seu Plano de Manejo uma relação dos peixes existentes na Unidade respaldada por material catalogado em coleções zoológicas”.

Frente a essa limitação, para a elaboração da lista de espécies aqui apresentada foram compilados os dados disponíveis no documento preliminar para o Plano Diretor de Uso da Reserva Florestal de Linhares (Cepemar, 1998) e no trabalho de Sarmiento-Soares & Martins-Pinheiro (2014), que trata especificamente da fauna de peixes do rio Barra Seca e Rebio de Sooretama. Esse último trabalho faz parte do *Projeto BIOdiversES – Distribuição e Endemismo de Peixes de Água Doce do Espírito Santo*, que estuda os sistemas hídricos capixabas e vem realizando uma avaliação da ictiofauna de água doce do Estado. Apesar de ser bastante abrangente e ter coberto grande parte da bacia do rio Barra Seca nos trechos alto, médio, baixo e lagoa de Suruaca, não foram efetuadas coletas na área da RNV. Dos dados disponíveis nesse trabalho foram eliminados os registros obtidos na Lagoa de Suruaca, que se referiam em quase sua totalidade a espécies de origem marinha, enquanto os demais foram avaliados integralmente.

A informação do material testemunho de peixes coletados dentro dos limites da RNV e depositado em museus incluiu as coleções do (MBML –Peixes) Coleção de Peixes do Museu de Biologia Prof. Mello Leitão, Santa Teresa; (MCP–Peixes) Museu de Ciências e Tecnologia da PUC Rio Grande do Sul, Porto Alegre; (ZUEC–PIS) Coleção de Peixes do Museu de Zoologia da Unicamp, Campinas; (MNRJ) Coleção de Peixes do Museu Nacional, Universidade Federal do Rio de Janeiro e (MZUSP) Coleção de Peixes do Museu de Zoologia da Universidade de São Paulo, São Paulo. Para esse propósito foram consultados os bancos de

dados das instituições disponibilizados através da rede do Cria (<http://www.cria.org.br/>) via o projeto SpeciesLink (<http://splink.cria.org.br/>) e no Sistema Brasileiro de Informações sobre Biodiversidade de Peixes, Museu Nacional, Universidade Federal do Rio de Janeiro (<http://www.mnrj.ufrj.br/search.htm>).

A nomenclatura científica utilizada neste trabalho segue os padrões adotados pelo código internacional de nomenclatura zoológica. Os nomes científicos e autores das espécies seguem aqueles empregados nas descrições originais, atualizados através de Eschmeyer *et al.* (2016). Correções ou modificações adotadas para os dados compilados são indicadas diretamente no momento da citação no texto.

A rede hidrográfica digitalizada da bacia do rio Barra Seca na escala 1:250.000 foi obtida no Banco de Dados Geográficos do Exército (DSG, 2013). Posteriormente, todos os pontos de coleta na área de interesse e disponíveis nos trabalhos e museus consultados foram digitalizados utilizando o Google Earth Pro 7.1.2.2041, compilação de 10/7/2013.

RESULTADOS E DISCUSSÃO

A bacia do rio Barra Seca

Embora tratada rotineiramente como parte da drenagem do rio Doce, a bacia do rio Barra Seca tem uma gênese bastante peculiar e, segundo Sarmiento-Soares & Martins-Pinheiro (2014), originalmente representava uma sub-bacia do rio São Mateus. O vale inferior do rio Barra Seca, situado em terrenos originados no Quaternário Holocênico (Seama/lema, 2016), cobria uma extensa região pantanosa onde está a lagoa Suruaca, que após amplas e profundas alterações antrópicas encontra-se muito descaracterizada (Lani *et al.*, 2009). Muitos canais foram abertos para permitir a drenagem dessa área pantanosa e atualmente existe ligação, ainda que temporária, tanto no sul com o rio Doce como no norte com o rio São Mateus (Figura 2). Embora não existam estudos prévios que permitam maiores inferências sobre os impactos ambientais que ocorreram em função dessas ações, é provável que o conjunto de modificações nessa região tenha afetado negativamente a fauna de peixes que ocorria originalmente nessa parte da bacia.

A rede hidrográfica da RNV se desenvolve sobre terrenos datados do Período Terciário (Seama/lema, 2016) e inclui diversos córregos e rios.

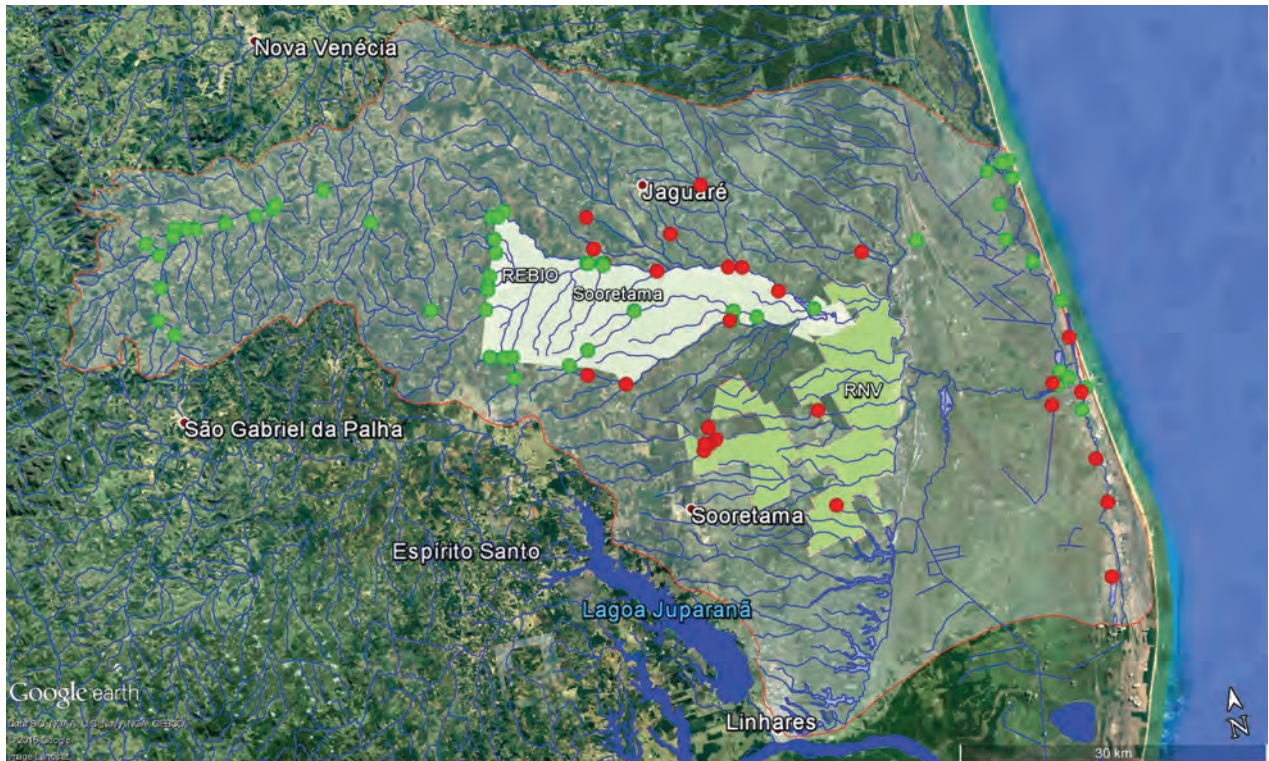


Figura 2: Bacia do rio Barra Seca com a indicação dos pontos com amostragens históricas e recentes de peixes. ● Dados históricos (museus); ● Dados atuais (Sarmiento-Soares & Martins-Pinheiro, 2014).

Segundo Zuccaratto (2016), são 14 córregos — Alberico, Alegre, Alegre de Cima, Amor, Canto, Chumbado, Dois Irmãos, Dourado, Estivado, João Pedro, Menezes, Paciência, Rancho Alto e Travágia — e os rios Barra Seca, Ibiriba e Pau Atravessado. Alguns desses cursos d'água são perenes, como os rios Pau Atravessado e Barra Seca e o córrego João Pedro, enquanto outros são intermitentes. Segundo esse mesmo autor, há ainda a lagoa do Macuco, cujo lado sul compõe um dos limites da RNV e o lado norte fica junto à Rebio de Sooretama. O autor também destacou uma grande área alagável no entorno, formada por brejos, matas de várzea e matas ciliares.

A ictiofauna da Reserva Natural Vale

As drenagens que fluem pelos domínios do bioma da Mata Atlântica abrigam elevada riqueza de espécies de peixes, a qual foi estimada em 269 espécies que se distribuem em 89 gêneros e 21 famílias (Abilhoa *et al.*, 2011). Os maiores aglomerados urbanos do país estão nesse bioma, que associado à ampla supressão da vegetação resultou em impactos antropogênicos intensos e negativos na maioria das drenagens (Menezes *et al.*, 1990; Menezes *et al.*, 2007; Miranda, 2012; Reis,

2013). Essas condições afetaram adversamente os peixes que ocorrem no bioma, resultando em muitas estarem ameaçadas de extinção (MMA, 2014).

O primeiro relato sobre peixes nos limites da RNV se refere à descrição de *Xenurolebias izecksohni* (= *Cynolebias izecksohni*) (Cruz, 1983). A espécie é endêmica da bacia do rio Barra Seca, e tanto os exemplares tipo como todos os demais coletados mais recentemente foram obtidos em regiões alagadas que formam áreas abertas dentro da floresta, ambiente conhecido como Nativo do Canto Grande (Costa & Amorim, 2014). Essa espécie está listada oficialmente como ameaçada de extinção (Vieira & Gasparini, 2007; MMA, 2014). Entretanto, em função de todos os registros da espécie terem sido feitos dentro da área protegida pela RNV, Costa & Amorim (2014) consideraram que é improvável que a mesma esteja ameaçada de extinção.

Outras três espécies foram descritas com base em exemplares obtidos na bacia do rio Barra Seca: *Otothyris travassosi* Garavello, Britski & Schaefer, 1998; *Australoheros capixaba* Ottoni, 2010 e *Microglanis minutus* Ottoni, Mattos & Barbosa 2010, sendo que as duas primeiras possuem

Tabela 1: Lotes com material testemunho depositados na Coleção de Peixes do Museu de Zoologia da Unicamp (ZUEC-PIS) e a determinação taxonômica final adotada nesse capítulo.

Número de catálogo ZUEC-PIS	Identificação constando na ZUEC (agosto/2016)	Sarmento-Soares & Martins-Pinheiro, 2014	Nome adotado após conferência Flávio C. T. Lima - ZUEC
3587	<i>Astyanax scabripinnis</i>	<i>Astyanax</i> aff. <i>intermedius</i>	<i>Astyanax</i> spp.
4089, 6766	<i>Astyanax</i> sp.	<i>Astyanax</i> aff. <i>intermedius</i>	<i>Astyanax</i> spp.
3594, 3595	<i>Erythrinus erythrinus</i>	<i>Hoplerythrinus unitaeniatus</i>	<i>Erythrinus erythrinus</i>
3579, 3580, 3581	<i>Geophagus brasiliensis</i>	<i>Geophagus brasiliensis</i>	<i>Geophagus brasiliensis</i>
3586, 5554	<i>Hoplerythrinus unitaeniatus</i>	<i>Hoplerythrinus unitaeniatus</i>	<i>Hoplerythrinus unitaeniatus</i>
3582	<i>Hoplias malabaricus</i>	<i>Hoplias</i> aff. <i>malabaricus</i>	<i>Hoplias malabaricus</i>
3585	<i>Hyphessobrycon bifasciatus</i>	<i>Hyphessobrycon bifasciatus</i>	<i>Hyphessobrycon bifasciatus</i>
3583	<i>Hyphessobrycon</i> sp.	<i>Hyphessobrycon</i> sp. sensu Carvalho	<i>Hyphessobrycon</i> sp.
3584	<i>Hyphessobrycon</i> sp.	<i>Hyphessobrycon bifasciatus</i>	<i>Hyphessobrycon</i> sp.
3589, 3590	<i>Mimagoniates microlepis</i>	<i>Mimagoniates microlepis</i>	<i>Mimagoniates microlepis</i>
3591, 6767	<i>Moenkhausia doceana</i>	<i>Moenkhausia doceana</i>	<i>Moenkhausia vittata</i>
3599	<i>Otothyris</i> sp.	<i>Otothyris travassosi</i>	<i>Otothyris travassosi</i>
3596	<i>Phalloceros</i> sp.	<i>Phalloceros ocellatus</i>	<i>Phalloceros ocellatus</i>
3597, 3598	<i>Phalloptychus januaris</i>	<i>Phalloceros ocellatus</i>	<i>Phalloceros ocellatus</i>
3592	<i>Pimelodella</i> cf. <i>lateristriga</i>	<i>Pimelodella</i> aff. <i>vittata</i>	<i>Pimelodella</i> sp.
3593	<i>Poecilia</i> sp.	<i>Poecilia vivipara</i>	<i>Poecilia vivipara</i>

registros confirmados na RNV.

Embora Sarmento-Soares & Martins-Pinheiro (2014) tenham indicado a necessidade de estudos adicionais, *M. minutus* foi tratado como um sinônimo júnior de *M. pataxo*, descrito originalmente para os rios do extremo sul da Bahia (Sarmento-Soares et al., 2006). Deve-se ainda considerar que existe uma incoerência na indicação geográfica do material tipo, pois as coordenadas (18° 34,953' S / 40° 26,115' W) disponíveis na publicação original de Ottoni et al. (2010) se referem a um curso d'água do alto rio São Mateus e não na bacia do rio Barra Seca.

A avaliação mais abrangente sobre peixes da RNV foi apresentada no Plano Diretor de Uso da Reserva Florestal de Linhares (Cepemar, 1998). A relação disponibilizada incluiu 25 espécies de peixes, embora algumas delas se refiram a identificações errôneas. No trabalho não estão indicados os locais de coleta, ou mesmo aquelas espécies que haviam sido efetivamente registradas e as que representavam dados secundários. Como existem lotes depositados na Coleção de Peixes do Museu de Zoologia da Unicamp (ZUEC-PIS) foi possível a recuperação e correção de parte da informação (Tabela 1). Para as demais espécies adotou-se procedimento mais restritivo, sendo consideradas passíveis de ocorrência na RNV somente aquelas que também constam em Sarmento-Soares & Martins-Pinheiro (2014) e

demais trabalhos consultados.

A listagem de peixes incluída nesse capítulo (Tabela 2) relaciona pelo menos 20 espécies (algumas ilustradas na Figura 3), parte das quais ainda necessitando confirmação taxonômica. Esse número representa cerca de 50% das espécies de peixes de água doce inventariadas para a bacia do rio Barra Seca (Sarmento-Soares & Martins-Pinheiro, 2014), evidenciando que há necessidade de um levantamento mais detalhado dentro da RNV. Essa condição fica mais evidente quando se observa que além de se referirem a registros históricos, são poucos os pontos de amostragem explorados dentro da RNV (Figura 2). Áreas amostradas mais recentemente representam a busca de uma espécie em particular, nesse caso *Xenurolebias izecksohni* (Costa & Amorim, 2014).

A maioria das espécies é de pequeno a médio porte, nativa e tem distribuição ampla na drenagem do rio Barra Seca e também em outras adjacentes, como as do São Mateus e Doce. Quatro espécies são exóticas à drenagem (*Prochilodus* sp., *Poecilia reticulata*, *Pygocentrus nattereri* e *Cichla kelberi*). As duas últimas são piscívoras de médio a grande porte e podem causar impactos negativos e significativos sobre a ictiofauna nativa, demonstrando que mesmo áreas protegidas não são capazes de impedir a disseminação dessas espécies.

Tabela 2: Lista dos peixes da Reserva Natural Vale – RNV e da bacia do rio Barra Seca, baseada nas informações disponíveis em Cepemar (1998), Sarmento-Soares & Martins-Pinheiro (2014) e dados de museus (ver legenda e materiais e métodos para detalhes).

Ordem	Família	Espécie	Autor	Registro na RNV	Sarmento-Soares & Martins-Pinheiro, 2014		
					Cabeceira	Meio	Baixo
Characiformes	Anostomidae	<i>Leporinus copelandii</i>	Steindachner, 1875	-	-	-	X
		<i>Astyanax aff. intermedius</i>	Eigenmann, 1908	-	X	X	X
	Characidae	<i>Astyanax aff. lacustris</i>	(Lütken, 1875)	-	X	X	X
		<i>Astyanax aff. taeniatus</i>	(Jenyns, 1842)	-	-	X	X
	<i>Astyanax spp.</i>	-	X	-	-	-	
	<i>Hyphessobrycon bifasciatus</i>	Ellis, 1911	X	-	-	-	
	<i>Hyphessobrycon</i> sp.	-	X	X	-	-	
	<i>Mimogoniates microlepis</i>	(Steindachner, 1877)	X	-	-	-	
	<i>Moenkhausia vittata</i>	(Castelnau, 1855)	X	-	-	-	
	<i>Oligosarcus acutirostris</i>	Menezes, 1987	-	X	X	-	
<i>Pygocentrus nattereri</i> ☹	Kner, 1858	X	-	-	-		
Cyrprinodontiformes	Grenuchidae	<i>Characidium</i> sp. "cricaré", sp. n	-	-	-	-	X
		<i>Cyphocharax gilbert</i>	(Quoy & Gaimard, 1824)	-	-	X	X
	Curimatidae	<i>Hoplerythrinus unitaeniatus</i>	(Spix & Agassiz, 1829)	X	-	-	X
		<i>Erythrinus erythrinus</i>	(Bloch & Schneider, 1801)	X	-	-	-
	Erythrinidae	<i>Hoplias malabaricus</i>	-	X	X	X	-
		<i>Prochilodus</i> sp. ☹	-	X	-	-	X
	Rivulidae	<i>Xenuralebias izecksohni</i>	(Cruz, 1983)	X	-	-	X
		<i>Phalloceros ocellatus</i>	Lucinda, 2008	X	-	-	X
	Poeciliidae	<i>Poecilia reticulata</i> ☹	Peters, 1859	-	X	X	-
		<i>Poecilia vivipara</i>	Bloch & Schneider, 1801	-	X	X	-
Gymnotiformes	Gymnotidae	<i>Gymnotus aff. pantherinus</i>	(Steindachner, 1908)	X	-	X	
		<i>Gymnotus</i> sp.	-	X	X	X	
Perciformes	Cichlidae	<i>Australoheros capixaba</i>	Otoni, 2010	X	-	X	
		<i>Cichla kelberi</i> ☹	Kullander & Ferreira, 2006	X	-	X	
Siluriformes	Auchenipteridae	<i>Geophagus brasiliensis</i>	(Quoy & Gaimard, 1824)	X	X	X	
		<i>Trachelyopterus striatulus</i>	Steindachner, 1877	-	-	X	
	Callichthyidae	<i>Aspidoras virgulatus</i>	Nijssen & Isbrücker, 1980	-	-	X	
		<i>Callichthys callichthys</i>	(Linnaeus, 1758)	X	-	X	
	<i>Corydoras nattereri</i>	Steindachner, 1877	-	-	-	X	
	<i>Hoplosternum littorale</i> ☹	(Hancock, 1828)	-	-	-	X	
Heptapteridae	Heptapteridae	<i>Scleromystax prionotus</i>	(Nijssen & Isbrücker, 1980)	-	-	X	
		<i>Acentronichthys leptas</i>	Eigenmann and Eigenmann, 1889	-	-	X	
		<i>Pimelodella</i> sp.	-	X	X	X	
		<i>Rhamdia</i> sp.	-	-	X	X	
Loricariidae	Loricariidae	<i>Hypostomus scabriceps</i>	(Eigenmann & Eigenmann, 1888)	-	-	X	
		<i>Otothyris travassosi</i>	Garavello, Britski & Schaefer, 1998	X	-	X	
		<i>Parotocinclus doceanus</i>	(Ribeiro, 1918)	-	-	X	
		<i>Pogonopoma wertheimeri</i>	(Steindachner, 1867)	-	-	X	

Ordem	Família	Espécie	Autor	Registro na RNV	Sarmento-Soares & Martins-Pinheiro, 2014 Cabeceira	Meio	Baixo
Siluriformes	Pseudopimelodidae	<i>Microglanis potaxo</i>	Sarmento-Soares, Martins-Pinheiro, Aranda & Chamon, 2006	-	-	-	X
	Trichomycteridae	<i>Ituglanis cahyensis</i>	Sarmento-Soares, Martins-Pinheiro, Aranda & Chamon, 2006	-	-	-	X
		<i>Trichomycterus pradensis</i>	Sarmento-Soares, Martins-Pinheiro, Aranda & Chamon, 2005	-	X	X	X
Synbranchiformes	Synbranchidae	<i>Synbranchus marmoratus</i>	Bloch, 1795	-	-	-	X
TOTAL				20	11	14	39

Nome usado em Cepemar (1998) e/ou Sarmento-Soares & Martins-Pinheiro (2014)

- 1) *Moenkhausia doceana*
 - 2) *Characidium aff. fasciatum*
 - 3) *Prochilodus vimboides*
 - 4) *Xenurolebias myersi*
 - 5) *Gymnotus carapo*
 - 6) *Pimelodella aff. vittata*
- ☹ Espécie exótica
- Nome adotado nesse capítulo com a indicação da literatura usada para esse procedimento**
- Moenkhausia vittata*, segundo Silva & Malabarba (2016)
Characidium sp. "cricaré", nova espécie, segundo Lopes (2015)
Prochilodus sp., podendo ser *P. lineatus* ou *P. costatus*, baseado na foto em Sarmento-Soares & Martins-Pinheiro (2014) e contato com os respectivos autores
Xenurolebias izecksohni, segundo Costa & Amorim (2014)
Gymnotus sp., baseado em Albert & Crampton (2003)
Pimelodella sp., baseado em Eschmeyer & Fong (2016)

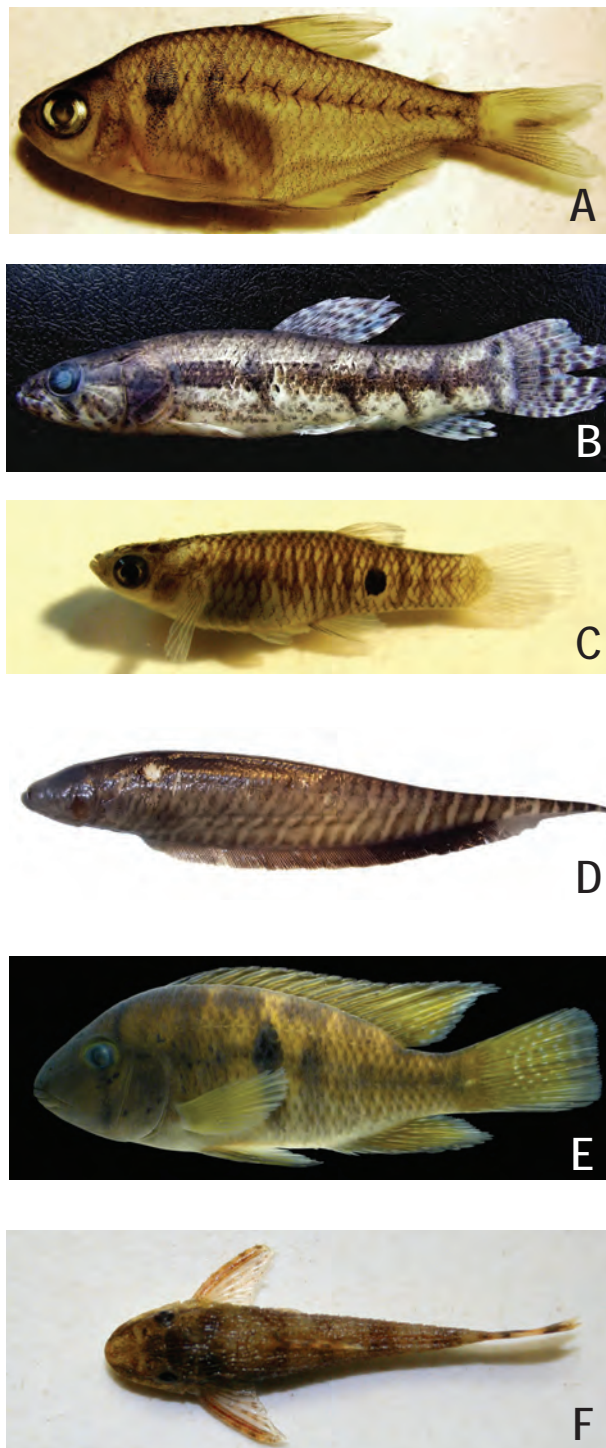


Figura 3: Exemplos de espécies que ocorrem dentro dos limites da RNV. A) A piaba *Hyphessobrycon bifasciatus*; B) A traíra *Hoplias malabaricus*; C) O barrigudinho *Phalloceros ocellatus*; D) O sarapó *Gymnotus* sp.; E) O cará *Geophagus brasiliensis* e F) O cascudinho *Otothyris travassosi*. Fotos: Fábio Vieira.

Conservação da ictiofauna na Reserva Natural Vale

A RNV abriga uma fração expressiva da ictiofauna do rio Barra Seca, a qual deverá se mostrar ainda mais diversificada após inventário detalhado. A RNV ainda é responsável por manter as únicas localidades com registros atuais da ocorrência de *Xenurolebias izecksohni*, uma espécie ameaçada de extinção e com distribuição conhecida exclusiva à área da RNV. Ainda que essas características chamem a atenção, deve-se destacar que as informações aqui incluídas são muito limitadas e se referem somente à presença das espécies e não a aspectos populacionais e de distribuição espacial, que podem ser diferentes entre as áreas internas e preservadas da RNV e as externas amplamente alteradas.

A RNV apresenta um desenho bastante recortado (Figura 2), o que por si só não é desejável do ponto de vista da conservação. Adicionalmente vários cursos d'água que drenam a unidade possuem suas nascentes ou parte de seus cursos localizados em áreas particulares externas. Esses dois fatores associados tornam a conservação da ictiofauna mais complexa e difícil. Bons exemplos são as várias barragens construídas e as atividades agropastoris desenvolvidas nas áreas contíguas, cujos impactos (p. ex. disseminação de espécies exóticas, carreamento de insumos agrícolas, entre outros) para os ambientes aquáticos podem estar se refletindo na ictiofauna. Esses problemas foram elencados para a Rebio de Sooretama (Sarmiento-Soares & Martins-Pinheiro, 2014) e também se expressam de forma similar nos parques nacionais do Descobrimento e Pau Brasil, no sul da Bahia (obs. pes.). As opções para contornar esses problemas são as mesmas e vão desde o ideal, com a ampliação dos limites para incluir as drenagens em sua totalidade, até o manejo com limitação e uso adequado das propriedades de entorno.

Apesar de estarem presentes alguns elementos indesejáveis para a conservação dos peixes, é inegável que pela RNV estar inserida em uma matriz ambiental extremamente alterada, certamente representa uma fonte atual e futura para dispersão, colonização e repovoamento de áreas onde populações de peixes tenham sido afetadas ou suprimidas na bacia do rio Barra Seca.

AGRADECIMENTOS

A Samir G. Rolim pelo convite e oportunidade para escrever esse capítulo e não menos pela sua extrema paciência em aguardar sempre um pouco mais pela entrega do manuscrito. A Flávio C. T. Lima pela confirmação da identificação de algumas espécies com lotes depositados na Coleção de Peixes do Museu de Zoologia da Unicamp (ZUEC-PIS). Ao Centro de Referência em Informação Ambiental, Cria (<http://www.cria.org.br/>); ao Sistema Brasileiro de Informações sobre Biodiversidade de Peixes, Museu Nacional, UFRJ (<http://www.mnrj.ufrj.br/search.htm>) e a California Academy of Sciences, Catalog of Fishes (<http://researcharchive.calacademy.org/research/ichthyology/catalog/fishcatmain.asp>) pela possibilidade de acesso irrestrito aos bancos de dados sobre espécies de peixes. Ao Banco de Dados Geográfico do Exército – BDGEx (<http://www.geoportal.eb.mil.br/mediador>) pela disponibilização dos dados das cartas topográficas em formato digital.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Abell, R.; Thieme, M.L.; Revenga, C.; Bryer, M.; Kottelat, M.; Bogutskaya, N.; Coad, B.; Mandrak, N.; Balderas, S.C.; Bussing, W.; Stiassny, M.L.J.; Skelton, P.; Allen, G.R.; Unmack, P.; Naseka, A.; NG, R.; Sindorf, N.; Robertson, J.; Armijo, E.; Higgins, J.V.; Heibel, T. J.; Wikramanayake, E.; Olson, D.; López, H.L.; Reis, R.E.; Lundberg, J.G.; Sabaj, M.H. & Petry, P. 2008. Freshwater ecoregions of the world: a new map of biogeographic units for freshwater biodiversity conservation. *BioScience*, 58 (5): 406-414
- Abilhã, V., Braga, R.R., Bornatowski, H. & Vitule, J.R.S. 2011. Fishes of the Atlantic Rain Forest Streams: Ecological Patterns and Conservation. In: Grillo, O & Venora, G. (org) *Changing Diversity in Changing Environment*. Rijeka, Intech, pp. 259-282
- Albert, J.S. & Crampton, W.G.R. 2003. Seven new species of the Neotropical electric fish *Gymnotus* (Teleostei, Gymnotiformes) with a redescription of *G. carapo* (Linnaeus). *Zootaxa*, 287: 1-54
- Cepemar, 1998. Plano Diretor de Uso da Reserva Florestal de Linhares: Análise da Reserva, fatores bióticos – flora e fauna. 3º. Relatório técnico parcial – RT 005/98, CEPEMAR Serviços e Consultoria em Meio Ambiente Ltda, Vitória, ES. 153 p.
- Costa, W.J.E.M. & Amorim, P.F. 2014. Integrative taxonomy and conservation of seasonal killifishes, *Xenurolebias* (Teleostei: Rivulidae), and the Brazilian Atlantic Forest. *Systematics and Biodiversity* 12(3): 350-365.
- Cruz, C.A.G. 1983. Uma nova espécie de *Cynolebias*

- do estado do Espírito Santo, Brasil (Pisces, Cyprinodontidae). *Papéis Avulsos de Zoologia*, 35 (6): 73-77
- DSG - Diretoria de Serviço Geográfico, 2013. Banco de Dados Geográficos do Exército. Versão 3.0. 2013. Disponível em: <<http://www.geoportaleb.mil.br/mediador/>>. Acesso em: 8 de agosto 2016.
- Eschmeyer, W. N.; Fricke, R. & Van Der Laan, R. (eds) 2016. Catalog of fishes: genera, species, references. (<http://researcharchive.calacademy.org/research/ichthyology/catalog/fishcatmain.asp>). Electronic version accessed 15 junho 2016.
- Eschmeyer, W.N. & Fong, J.D. 2016. Species by family/subfamily. (<http://researcharchive.calacademy.org/research/ichthyology/catalog/SpeciesByFamily.asp>). Electronic version accessed 15 julho 2016.
- Froese, R. & Pauly, D.(Eds). 2016. FishBase.World Wide Web electronic publication. www.fishbase.org, version (06/2016)
- Garavello, J.C., Britski, H.A. & Schaefer, S.A. 1998. Systematics of the genus *Otothyris* Myers 1927, with comments on geographic distribution (Siluriformes: Loricariidae: Hypoptopomatinae). *American Museum Novitates* 3222:1-19.
- Géry, J. 1969. The fresh-water fishes of South America. Pp. 828-848. In Fitkau EJ, ed. *Biogeography and Ecology in South America*. The Hague (Netherlands): W. Junk
- Iema, 2006. Projeto Corredores Ecológicos: síntese do processo de definição e planejamento dos corredores ecológicos no Espírito Santo. Instituto Estadual do Meio Ambiente e Recursos Hídricos – Iema, Cariacica.
- IUCN, 2016. The IUCN Red List of Threatened SpeciesTM – Summary Statistics. http://www.iucnredlist.org/about/summary-statistics#Tables_1_2 (Acesso em 15 julho 2016)
- Junk, W.J. 2007. Freshwater fishes of South America: Their biodiversity, fisheries, and habitats – a synthesis. *Aquatic Ecosystem Health & Management*, 10 (2): 228-242
- Kottelat, M. & Whitten, T. 1996. Freshwater biodiversity in Asia, with special reference to fish. *World Bank Tech. Pap.* 343: 59 p.
- Langeani, F.; Backup, P.A.; Malabarba, L.R.; Py-Daniel, L.H.R.; Lucena, C.A.S.; Rosa, R. S.; Zuanon, J.A.S.; Lucena, Z.M.S.; Britto, M. R.; O.T. Oyakawa; Gomes-Filho, G. 2009. Peixes de água doce. pp. 211-230. In: Rocha, R. M & Boeger, W. A. P. (orgs). *Estado da arte e perspectivas para a Zoologia no Brasil – Capítulo 13 – Resultados dos Simpósios do XXVII Congresso Brasileiro de Zoologia*. Curitiba: Editora UFPR.
- Lani, J.L., Rezende, S.B.; Sartain, J.B. & Lani, J.A. 2009. Águas da região do delta do rio Doce com ênfase no vale do Suruaca, Linhares – ES. *Geografias* 7: 147-160.
- Lopes, M.M. 2015. Redescritção, osteologia craniana e limites de distribuição geográfica de *Characidium timbuiense* Travassos 1946 (Characiformes: Crenuchidae), com descrição de três espécies novas. Dissertação Mestrado, Centro de Ciências Humanas e Naturais, Universidade Federal do Espírito Santo, Vitória, ES.105 p.
- McAllister, D.E.; Hamilton, A.L. & Harvey, P. 1997. Global freshwater biodiversity: striving for the integrity of freshwater ecosystems. *Sea Wind*, 11(3), 140 p
- Menezes, N.A., Castro, R.M.C., Weitzman, S.H. & Weitzman, M.J. 1990. Peixes de riacho da Floresta Atlântica Costeira Brasileira: um conjunto pouco conhecido e ameaçado de vertebrados. In: II Simpósio de Ecossistemas da Costa Sul e Sudeste Brasileira: Estrutura, Função e Manejo. Academia de Ciências do Estado de São Paulo, vol. 1, p. 290-295
- Menezes, N.A.; Weitzman, S.H.; Oyakawa, O.T.; Lima, F.C.T.; Castro, R.M.C. & Weitzman, M.J. 2007. Peixes de Água doce da Mata Atlântica: lista preliminar das espécies e comentários sobre a conservação de peixes de água doce neotropicais Museu de Zoologia da Universidade de São Paulo, São Paulo. 408p.
- Miranda, J.C. 2012. Ameaças aos peixes de riachos da Mata Atlântica. *Natureza on line* 10: 136-139
- MMA - Ministério do Meio Ambiente, 2006. O corredor central da Mata Atlântica: uma nova escala de conservação da biodiversidade. Ministério do Meio Ambiente; Conservação Internacional & Fundação SOS Mata Atlântica, Brasília. 46 p.
- MMA, 2014. Portaria n° 445, de 17 de dezembro de 2014 - Lista Nacional Oficial de Espécies da Fauna Ameaçadas de Extinção – Peixes e Invertebrados Aquáticos. <http://www.icmbio.gov.br/portal/faunabrasileira?id=6706:portarias-fauna-ameacada>
- Ottoni, F. P. 2010. *Australoheros capixaba*, a new species of *Australoheros* from south-eastern Brazil (Labroidei: Cichlidae: Cichlasomatinae). *Vertebrate Zoology*, 60: 19-25.
- Ottoni, F., Mattos, J. & Barbosa, M. 2010. Description of a new species of *Microglanis* from the rio Barra Seca basin, southeastern Brazil (Teleostei: Siluriformes: Pseudopmelodidae). *Vertebrate Zoology* 60: 187-192
- Paiva, M.P. 2004. Rios e peixes de águas interiores do estado do Espírito Santo (Brasil). Vitória, Instituto Histórico e Geográfico do Espírito Santo. 81 p.
- Reis, R.E. 2013. Conserving the freshwater fishes of South America. *International Zoo Yearbook*, 47: 65-70
- Reis, R.E., Kullander, S.O. & Ferraris-Jr., C.J. (orgs.) 2003. Check list of the freshwater fishes of South and Central America. Porto Alegre, EDIPUCRS, 729 p.
- Ringuelet, R.A. 1975. Zoogeografía y ecología de los peces de aguas continentales de la Argentina y consideraciones sobre las áreas ictiológicas de América del Sur. *Ecosur*, 2(3): 1-122
- Ruschi, A. 1954. Algumas espécies zoológicas e botânicas em vias de extinção no estado do E. Santo.

- Método empregado para sua prospecção e para o estabelecimento de área mínima para a perpetuação da espécie, em seu habitat natural. Boletim do Museu de Biologia Professor Mello Leitão, Série Proteção a Natureza, 16A: 1-43
- Sanderson, J.; Alger, K.; Fonseca, G.A.B.; Galindo-Leal, C.; Inchausti, V.H.; Morrison, K. 2003. Biodiversity conservation corridors: planning, implementing, and monitoring sustainable landscapes. Washington, DC: Conservation International. 41p.
- Sarmiento-Soares, L.M. & Martins-Pinheiro, R.F. 2014. A fauna de peixes na bacia do rio Barra Seca e na REBIO de Sooretama, Espírito Santo, Brasil. Boletim do Museu de Biologia Mello Leitão 35: 49-104
- Sarmiento-Soares, L.M., Martins-Pinheiro, R.F., Aranda, A.T. & Chamon, C.C. 2006. *Microglanis pataxo*, a new catfish from southern Bahia coastal rivers, northeastern Brazil (Siluriformes: Pseudopimelodidae). Neotropical Ichthyology 4, 157-166.
- Schaefer, S. A. 1998. Conflict and resolution: impact of new taxa on phylogenetic studies of the Neotropical cascudinhos (Siluroidei: Loricariidae). pp. 375-400 In: Malabarba, L.R.; Reis, R.E.; Vari, R.P.; Lucena, Z. M. & Lucena, C.A.S. (eds.) Phylogeny and classification of Neotropical fishes. Edipucrs, Porto Alegre.
- Seama/Iema, 2016. Mapa Geológico do Espírito Santo. Secretaria de Estado de Meio Ambiente e Recursos Hídricos – Seama / Instituto Estadual de Meio Ambiente e Recursos Hídricos – Iema. http://www.meioambiente.es.gov.br/download/MAPA_ES_MAPA_GEOLOGICO.pdf (Acesso em 8 de agosto de 2016)
- Silva, A.G., 2014. A importância da Reserva Natural Vale para a conservação das florestas tropicais nativas do Norte do Estado do Espírito Santo, Brasil. Natureza On Line 12(5): 206-211.
- Silva, P.C. & Malabarba, L.R. 2016. Rediscovery of the holotype of *Tetragonopterus vittatus* Castelnau 1855, a senior synonym of *Moenkhausia doceana* (Steindachner 1887) (Characiformes: Characidae). Zootaxa 4132: 269-271.
- Vieira, F. & Gasparini, J.L. 2007. Os Peixes Ameaçados de Extinção no Estado do Espírito Santo, p. 87-104. In: Passamani, M. & Mendes, S. L. (Orgs.). Espécies da Fauna Ameaçadas de Extinção no Estado do Espírito Santo. Vitória: Instituto de Pesquisas da Mata Atlântica. 280 p.
- Vieira, F., Alves, C.B.M. & Pompeu, P.S. 2009. Diagnóstico do conhecimento de vertebrados: peixes. In: Drummond, G. M.; Martins, C. S; Greco, M. B.; Vieira, F. (Org.). Biota Minas: diagnóstico do conhecimento sobre a biodiversidade no Estado de Minas Gerais subsídio ao Programa Biota Minas. 1 ed. Belo Horizonte: Fundação Biodiversitas, p. 181-219.
- Vieira, F.; Santos G.B. & Alves, C.B.M. 2005. A ictiofauna do Parque Nacional da Serra do Cipó e áreas adjacentes. Lundiana, 6: 77-87
- Zuccaratto, J. 2016. Pequena história da formação da Reserva Natural Vale, de proteção à Mata Atlântica. <http://www.zuccaratto.jor.br/blogs/turismo-e-cia/pequena-historia-da-formacao-da-reserva-natural-vale-de-protacao-a-mata-atlantica/> (Acesso em 5 de agosto de 2016)

23

ANFÍBIOS ANUROS NA RESERVA NATURAL VALE E SEU ENTORNO: INVENTÁRIO FAUNÍSTICO E SUMÁRIO ECOLÓGICO

João Luiz Gasparini, Antonio de Pádua Almeida, Cinthia Brasileiro & Célio F. B. Haddad

INTRODUÇÃO

O conhecimento da fauna de anfíbios da Mata Atlântica foi intensificado e melhor difundido a partir do início da década de 1990 com a publicação de inventários em forma de guias e livros contendo notas sobre a história natural das espécies (Heyer *et al.*, 1990; Haddad & Sazima, 1992; Feio *et al.*, 1998; Bertoluci, 2001; Izecksohn & Carvalho-e-Silva, 2001; Ramos & Gasparini, 2004; Eterovick & Sazima, 2004; Pombal & Gordo, 2004; Freitas & Silva, 2005; Haddad *et al.*, 2008; Cruz *et al.*, 2009; Freitas, 2011; Gasparini, 2012; Haddad *et al.*, 2013; Pimenta *et al.*, 2014, entre outros). Entretanto, mesmo com esses trabalhos, muitas lacunas de conhecimento ainda persistem, inclusive em importantes áreas protegidas na Mata Atlântica.

A primeira menção ao Espírito Santo em estudos herpetológicos se deu com a descrição da espécie *Phyllodytes luteolus* a partir de exemplares coletados na atual vila de Regência, em Linhares, no norte do estado, pelo naturalista alemão Príncipe Maximilian zu Wied-Neuwied (Wied-Neuwied, 1824). O botânico francês Augustin François César Prouvençal de Saint-Hilaire, que percorreu grande parte da costa brasileira entre 1816 a 1822, e Charles Frederick Hartt, que participou da Expedição Thayer, dirigida pelo lendário zoólogo

suíço Jean Louis Rodolphe Agassiz, entre 1865 e 1866, também mencionaram a exuberância da floresta (Saint-Hilaire, 1974) [(sem paralelo, “nem mesmo no Pará”, segundo Hartt (1941)] e a diversidade e abundância da fauna do Espírito Santo, embora não mencionassem especificamente os anfíbios.

Somente no século passado surgiram na literatura os primeiros relatos sobre a anurofauna da região norte do Espírito Santo (Carvalho, 1948; Travassos & Freitas, 1948; Travassos *et al.*, 1959; Aguirre, 1951; Bokermann, 1952; Ruschi, 1954; Travassos *et al.*, 1964; Ruschi, 1978; Ruschi, 1980). Werner Carlos Augusto Bokermann, a partir de 1966, foi responsável pelo primeiro estudo realizado com o objetivo de mapear a ocorrência de anfíbios anuros na região do bloco florestal do Refúgio Sooretama e cercanias, reportando a ocorrência de 23 espécies nesta área (Bokermann, 1966a). Posteriormente, ele descreveu quatro novas espécies de anfíbios a partir de exemplares coletados na região: *Sphaenorhynchus palustris*, *Physalemus aguirrei* e *Physalemus obtectus*, *Allobates capixaba* (Bokermann, 1966b; Bokermann, 1966c; Bokermann, 1967, respectivamente).

Ainda no século passado, expedições organizadas pelo Professor Eugenio Izecksohn e seus então alunos (Oswaldo Luiz Peixoto, Carlos

Alberto Gonçalves da Cruz e Sergio Potsch de Carvalho-e-Silva) encontraram e descreveram espécies de anuros ainda desconhecidas pela ciência, como o sapo-chifrudo (*Proceratophrys laticeps*), descoberto e descrito a partir de material coletado na Reserva Natural Vale (RNV) (Izecksohn & Peixoto, 1981), e a perereca (*Scinax agilis*), descoberta em uma área de “nativo”, lindeira à RNV (Cruz & Peixoto, 1982). Mais recentemente, outras espécies, como *Leptodactylus thomei* (Almeida & Angulo, 2006), *Rhinella hoogmoedi* (Caramaschi & Pombal, 2006) e *Chiasmocleis quilombola* (Tonini *et al.*, 2014), também foram descritas envolvendo exemplares coletados na região de Linhares.

Para a RNV, situada no norte do Espírito Santo, estudos pontuais referentes a amostragens por curtos períodos de tempo ou à descrição de novas espécies reúnem a maior parte dos registros, alguns dos quais carecem de espécimes-testemunho em coleções científicas. Paradoxalmente, a região de Linhares e Sooretama, onde está situada a RNV, é uma das áreas mais frequentemente visitadas por herpetólogos devido às facilidades e ótima infraestrutura encontradas. Isso permitiu o acúmulo de informações importantes para o diagnóstico da diversidade de espécies presentes na região (Nelson & Lescure, 1975; Pombal & Haddad, 1992; Dias & Cruz, 1993; Giaretta, 1996; Eterovick, 1999; Duryea *et al.*, 2009; Dias *et al.*, 2013; Tonini *et al.*, 2014). Tais informações, associadas a amostragens de longa duração realizadas recentemente – e ainda em andamento em algumas áreas – e a registros realizados pelas equipes que atuam no grande remanescente vegetacional formado pela RNV e pela Reserva Biológica de Sooretama (RBS), permitem traçar um panorama mais abrangente da anurofauna da região, que representa um dos mais importantes maciços florestais do Corredor Central da Mata Atlântica, o Bloco Linhares–Sooretama, que integra uma das áreas prioritárias para realização de pesquisas e conservação da biota do bioma Mata Atlântica (Ministério do Meio Ambiente *et al.*, 2000).

A partir de 2003, teve início um inventário de longa duração da anurofauna da RBS (Almeida & Gasparini, 2009) e, recentemente, a partir de 2012, também na RNV. No presente trabalho é

apresentada a lista comentada da anurofauna da RNV e adjacências, incluindo a RBS, a partir dos resultados obtidos em campo e da compilação das informações disponíveis na literatura e em coleções científicas.

MATERIAL E MÉTODOS

Expedições a campo foram realizadas na RNV, entre 2012 e 2015, para registrar a ocorrência de espécies de anfíbios. Para isso, foram instaladas armadilhas de interceptação e queda com cercas-guia (*pitfall traps with drift fences*) em diferentes ambientes (florestas, campos nativos e bordas de áreas alagadas) (Heyer *et al.*, 1994, Greenberg *et al.*, 1994). Foi utilizada também a técnica de procura visual ativa (Campbell & Christman, 1982) nos mesmos locais de instalação das armadilhas e em pontos adicionais escolhidos aleatoriamente.

Dados provenientes de inventários de longa duração realizados na RBS, entre 2003 e 2012, utilizando os mesmos métodos adotados na RNV, em diferentes pontos e tipos de ambientes, foram também considerados no presente estudo, uma vez que as duas áreas representam um maciço vegetacional contíguo.

Adicionalmente, foram realizados levantamentos dos exemplares coletados na região de Linhares e/ou Sooretama (ressaltando que este último foi emancipado de Linhares em 1994) e que estão depositados em coleções científicas (Museu de Biologia Professor Mello Leitão – MBML, atualmente em transição para se tornar o Instituto Nacional da Mata Atlântica, situado em Santa Teresa/ES; Museu Nacional Rio de Janeiro – MNRJ/RJ; Coleção “Eugenio Izecksohn” – EI, da Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, em Seropédica/RJ; e Coleção “Célio Fernando Baptista Haddad” – CFBH, depositada na Universidade Estadual Paulista, em Rio Claro/SP). Foi também realizada uma minuciosa busca nas principais coleções herpetológicas do Brasil cujos registros estão disponíveis na plataforma *SpeciesLink* (Centro de Referência em Informação Ambiental – CRIA), que adicionou à presente listagem os registros existentes no Museu de Zoologia da Universidade Estadual de Campinas

(Zuec), "Professor Adão José Cardoso", em Campinas/SP.

RESULTADOS E DISCUSSÃO

Foram examinados em coleções zoológicas 604 exemplares coletados na RNV e 189 na RBS, correspondendo a um total de 50 espécies (incluindo material testemunho decorrente dos inventários realizados pelos próprios autores). Por meio dos registros constantes na literatura científica, 40 anfíbios foram listados para a RNV e/ou para a RBS. Adicionalmente, 55 espécies foram registradas diretamente nos trabalhos de campo recentemente realizados na região. Somados, esses registros totalizaram 59 espécies com presença confirmada para a RNV e seu entorno imediato (Tabela 1). A grande maioria das espécies registradas ($n = 53$; 90%) é endêmica do bioma Mata Atlântica. Entre os táxons confirmados para a área de estudo, o sapinho-foguete (*Allobates capixaba*) é classificado como Criticamente em Perigo no estado do Espírito Santo (Gasparini *et al.*, 2007). Esta mesma espécie e a rãzinha-do-folhinho (*Leptodactylus cupreus*) são classificadas como Deficiente em Dados na avaliação nacional, realizada pelo ICMBio em 2014 (MMA, 2014).

As espécies confirmadas para a RNV e seu entorno imediato estão distribuídas em nove famílias, sendo Hylidae a mais numerosa, com 32 espécies, seguida por Leptodactylidae, com 11 espécies, Microhylidae, com sete espécies, Bufonidae, com quatro espécies, e Craugastoridae, Hemiphractidae, Ceratophryidae, Odontophrynidae e Aromobatidae, representadas cada uma por uma espécie.

A maior parte das espécies registradas ocorre em ambientes florestais (36 espécies; 61%), 20 espécies (34%) ocorrem em áreas brejosas abertas e três (5%) são restritas aos campos nativos. Várias espécies, entretanto, ocorrem também nas zonas de contato entre os diferentes ambientes amostrados (Tabela 1).

Os anfíbios anuros apresentam uma grande diversidade de modos reprodutivos, que vão da oviposição em ambientes lênticos, com a existência de uma fase larval aquática, até o desenvolvimento direto, sem a fase larval (Haddad

& Prado, 2005). Dos 39 modos reprodutivos reconhecidos por Haddad & Prado (2005), 12 (31%) estão presentes entre as espécies com ocorrência confirmada para a região estudada. Isso traduz proporcionalmente a alta riqueza de micro ambientes disponíveis na RNV e em seu entorno, o que possibilita condições favoráveis para a reprodução e a ocorrência das espécies ali encontradas.

Nas coleções consultadas, há registros de seis espécies de anfíbios coletados no município de Linhares que ainda não foram encontradas na área da RNV: *Pipa carvalhoi*, *Hypsiboas crepitans*, *Phyllomedusa rohdei*, *Trachycephalus nigromaculatus*, *Macrogenioglottus alipioi* e *Thoropa miliaris*. O hílideo *Hypsiboas crepitans* é tipicamente encontrado em ambientes lênticos em áreas abertas e seus registros atualmente correspondem a áreas mais altas do município de Linhares. Sua ocorrência na área da RNV é possível, considerando a presença de áreas abertas. A rã *Thoropa miliaris* habita preferencialmente lajões rochosos à margem de riachos ou filetes de água sobre rochas em ambientes florestados. Desta forma, sua ocorrência na região pode estar limitada às porções mais internas da RBS, embora possa estar presente também em locais ainda não explorados na RNV. As demais espécies mencionadas provavelmente ocorrem na RNV, que apresenta ambientes semelhantes aos encontrados em áreas nas quais elas foram registradas. Além disso, é plausível que ocorram novos registros e, talvez, a descoberta de espécies ainda não descritas com a continuidade das pesquisas de médio e longo prazo em desenvolvimento na região.

Cerca de 40% das espécies de anfíbios com ocorrência registrada no Espírito Santo (Almeida *et al.*, 2011) estão presentes no Bloco Linhares-Sooretama. Desta forma, a região representa uma área extremamente importante para a conservação dos anfíbios no estado e no Corredor Central da Mata Atlântica como um todo. Considerando o grau de devastação das regiões circundantes, o maciço florestal composto pela RNV e pela RBS representa ainda uma importante matriz para a recuperação de áreas vizinhas atualmente degradadas.

Tabela 1: Anfíbios registrados na Reserva Natural Vale (RNV) e entorno imediato. A coluna "L" representa registros obtidos a partir da literatura, a coluna "C" representa registros nas coleções examinadas e a coluna "O" representa observações diretas realizadas na RNV e/ou na RBS.

FAMÍLIA / Espécie	L	C	O	Modo Reprodutivo	Ambiente na RNV	Distribuição Geográfica (Endemismo)
CRAUGASTORIDAE						
<i>Haddadus binotatus</i> (Spix, 1824) (Figura 1)	X	X	X	Desenvolvimento direto de ovos terrestres	Serapilheira na floresta	Mata Atlântica
HEMIPHRACTHIDAE						
<i>Gastrotheca megacephala</i> Izecksohn, Carvalho-e-Silva & Peixoto, 2009	X	X		Ovos carregados em bolsa dorsal da fêmea. Desenvolvimento direto em miniaturas do adulto	Bromélias nas áreas de Nativo e borda de floresta	Mata Atlântica
HYLIDAE						
<i>Aparasphenodon brunoi</i> Miranda-Ribeiro, 1920	X	X	X	Ovos e girinos exotróficos em água parada	Bromélias ou ocos de árvores na floresta	Mata Atlântica
<i>Dendropsophus anceps</i> (Lutz, 1929)		X	X	Ovos e girinos exotróficos em água parada	Brejos em áreas abertas	Mata Atlântica
<i>Dendropsophus berthalutzae</i> (Bokermann, 1962) (Figura 2)	X		X	Após a eclosão, girinos que caem em água parada	Poças temporárias na floresta	Mata Atlântica
<i>Dendropsophus bipunctatus</i> (Spix, 1824)	X	X	X	Ovos e girinos exotróficos em água parada	Brejos em áreas abertas	Mata Atlântica
<i>Dendropsophus branneri</i> (Cochran, 1948) (Figura 3)	X	X	X	Ovos e girinos exotróficos em água parada	Brejos em áreas abertas	Mata Atlântica e outros biomas
<i>Dendropsophus elegans</i> (Wied-Neuwied, 1824) (Figura 4)	X	X	X	Ovos e girinos exotróficos em água parada	Brejos em áreas abertas	Mata Atlântica
<i>Dendropsophus giesleri</i> (Mertens, 1950)		X	X	Ovos e girinos exotróficos em água parada	Poças temporárias na borda de floresta	Mata Atlântica
<i>Dendropsophus haddadi</i> (Bastos & Pombal, 1996)	X		X	Após eclosão, girinos exotróficos que caem em água parada	Brejos na borda de floresta	Mata Atlântica
<i>Dendropsophus</i> gr. <i>microcephalus</i>		X	X	Após eclosão, girinos exotróficos que caem em água parada	Brejos	Mata Atlântica
<i>Dendropsophus minutus</i> (Peters, 1872)		X	X	Ovos e girinos exotróficos em água parada	Brejos em áreas abertas	Todos os Biomas do Brasil
<i>Dendropsophus seniculus</i> (Cope, 1868) (Figura 5)	X	X	X	Ovos e girinos exotróficos em água parada	Brejos em borda de floresta	Mata Atlântica
<i>Hypsiboas albomarginatus</i> (Spix, 1824)		X	X	Ovos e girinos exotróficos em água parada	Brejos em áreas abertas	Mata Atlântica
<i>Hypsiboas faber</i> (Wied-Neuwied, 1821) (Figura 6)	X	X	X	Ovos e girinos exotróficos em água parada ou ovos e estágios larvais iniciais em pequenas piscinas naturais ou escavadas pelos machos. Após inundação, girinos exotróficos em poças ou riachos.	Brejos em áreas abertas	Mata Atlântica
<i>Hypsiboas pombali</i> (Caramaschi, Pimenta & Feio, 2004) (Figura 7)	X	X	X	Ovos e girinos exotróficos em água parada e/ou corrente	Poças temporárias no interior da floresta	Mata Atlântica

FAMÍLIA / Espécie	L	C	O	Modo Reprodutivo	Ambiente na RNV	Distribuição Geográfica (Endemismo)
<i>Hypsiobas semilineatus</i> (Spix, 1824)	X	X	X	Ovos e girinos exotróficos em água parada e/ou corrente	Brejos em áreas abertas	Mata Atlântica
(Figura 10)						
<i>Itapatihyla langsdorffii</i> (Duméril & Bibron, 1841)	X	X	X	Ovos e girinos exotróficos em água parada	Brejos na borda de floresta	Mata Atlântica
<i>Phyllodytes kautskyi</i> Peixoto & Cruz, 1988	X	X	X	Ovos e girinos exotróficos em água acumulada em bromélias	Bromélias de grande porte na floresta	Mata Atlântica
(Figura 8)						
<i>Phyllodytes luteolus</i> (Wied-Neuwied, 1824)	X	X	X	Ovos e girinos exotróficos em água acumulada em bromélias	Bromélias terrestres no Nativo	Mata Atlântica
(Figura 9)						
<i>Phyllomedusa bahiana</i> Lutz, 1925	X	X	X	Após eclosão, girinos exotróficos que caem em água parada	Brejos na borda de floresta	Mata Atlântica
<i>Phyllomedusa burmeisteri</i> Boulenger, 1882	X	X	X	Após eclosão, girinos exotróficos que caem em água parada	Brejos na borda de floresta	Mata Atlântica
(Figura 11)						
<i>Pseudis fusca</i> Garman, 1883	X	X	X	Ovos e girinos exotróficos em água parada	Brejos em áreas abertas	Mata Atlântica
<i>Scinax agilis</i> (Cruz & Peixoto, 1983)	X	X	X	Ovos e girinos exotróficos em água parada	Bromélias no Nativo	Mata Atlântica
(Figura 12)						
<i>Scinax alter</i> (Lutz, 1973)	X	X	X	Ovos e girinos exotróficos em água parada	Brejos em áreas abertas	Mata Atlântica
(Figura 13)						
<i>Scinax argyreornatus</i> (Miranda-Ribeiro, 1926)	X	X	X	Ovos e girinos exotróficos em água parada	Brejos na borda de floresta	Mata Atlântica
(Figura 14)						
<i>Scinax cuspidatus</i> (Lutz, 1925)	X	X	X	Ovos e girinos exotróficos em água parada	Brejos na borda de floresta	Mata Atlântica
<i>Scinax eurydice</i> (Bokermann, 1968)	X	X	X	Ovos e girinos exotróficos em água parada	Brejos na borda de floresta	Mata Atlântica
<i>Scinax fuscovarius</i> (Lutz, 1925)	X	X	X	Ovos e girinos exotróficos em água parada	Brejos na borda de floresta	Mata Atlântica e outros biomas
(Figura 15)						
<i>Sphaenorhynchus palustris</i> Bokermann, 1966	X	X	X	Ovos e girinos exotróficos em água parada	Brejos e lagoas em áreas abertas	Mata Atlântica
<i>Sphaenorhynchus pauloalvini</i> Bokermann, 1973	X	X	X	Após a eclosão, girinos exotróficos que caem em água parada	Brejos na borda de floresta	Mata Atlântica
<i>Sphaenorhynchus planicola</i> (Lutz & Lutz, 1938)	X	X	X	Ovos e girinos exotróficos em água parada	Brejos e lagoas em áreas abertas	Mata Atlântica
<i>Sphaenorhynchus prasinus</i> Bokermann, 1973	X	X	X	Ovos e girinos exotróficos em água parada	Brejos e lagoas em áreas abertas	Mata Atlântica
<i>Trachycephalus mesophaeus</i> (Hensel, 1867)	X	X	X	Ovos e girinos exotróficos em água parada	Brejos na borda e no interior de floresta	Mata Atlântica
(Figura 16)						
LEPTODACTYLIDAE						
<i>Leptodactylus cupreus</i> Caramaschi, Feio & São Pedro, 2008	X	X	X	Ninho de espuma com ovos e desenvolvimento inicial dos girinos em câmara subterrânea construída; após inundação, girinos exotróficos em água parada	Brejos na borda de floresta	Mata Atlântica
<i>Leptodactylus fuscus</i> (Schneider, 1799)	X	X	X	Ninho de espuma com ovos e desenvolvimento inicial dos girinos em câmara subterrânea construída; após inundação, girinos exotróficos em água parada	Margem de brejos e lagoas em áreas abertas	Todos os Biomas do Brasil

FAMÍLIA / Espécie	L	C	O	Modo Reprodutivo	Ambiente na RNV	Distribuição Geográfica (Endemismo)
<i>Leptodactylus latrans</i> (Steffen, 1815)	X	X	X	Ninho de espuma flutuante e girinos exotróficos em água parada	Margem de brejos e lagoas em áreas abertas	Mata Atlântica e outros biomas
<i>Leptodactylus</i> aff. <i>mystacinus</i> (Figura 17)		X	X	Ninho de espuma com ovos e desenvolvimento inicial dos girinos em câmara subterrânea construída; após inundação girinos exotróficos em água parada	Brejos na borda e no interior de floresta	Mata Atlântica
<i>Leptodactylus natalensis</i> Lutz, 1830 (Figura 18)		X	X	Ninho de espuma flutuante em pequena piscina construída; girinos exotróficos em água parada	Brejos na borda e no interior de floresta	Mata Atlântica
<i>Leptodactylus spixi</i> Heyer, 1983		X	X	Ninho de espuma com ovos e desenvolvimento inicial dos girinos em câmara subterrânea construída; após inundação girinos exotróficos em água parada	Brejos na borda e no interior de floresta	Mata Atlântica
<i>Adenomera thomei</i> (Almeida & Ângulo, 2006)		X	X	Ninho de espuma em câmara subterrânea construída; girinos endotróficos completam desenvolvimento no ninho	Brejos na borda e no interior de floresta	Mata Atlântica
<i>Physalaemus aguirrei</i> Bokermann, 1966 (Figura 20)	X	X	X	Ninho de espuma flutuante e girinos exotróficos em água parada	Brejos e poças no interior de floresta	Mata Atlântica
<i>Physalaemus crombiei</i> Heyer & Wolf, 1989		X	X	Ninho de espuma flutuante ou na serapilheira úmida; girinos exotróficos em água parada	Brejos e poças no interior de floresta	Mata Atlântica
<i>Physalaemus obtectus</i> Bokermann, 1966		X	X	Ninho de espuma flutuante e girinos exotróficos em água parada	Brejos e poças no interior de floresta	Mata Atlântica
<i>Physalaemus signifer</i> (Girard, 1853) (Figura 19)		X	X	Ninho de espuma flutuante ou na serapilheira úmida; girinos exotróficos em água parada	Brejos e poças no interior de floresta	Mata Atlântica
CERATOPHRYIDAE						
<i>Ceratophrys aurita</i> (Raddi, 1823)	X	X	X	Ovos e girinos exotróficos em água parada	Brejos e poças no interior de floresta	Mata Atlântica
ODONTOPHRYNIDAE						
<i>Proceratophrys laticeps</i> Izecksohn & Peixoto, 1981 (Figura 21)	X	X	X	Ovos e girinos exotróficos em água parada e/ou corrente	Riachos temporários no interior de floresta	Mata Atlântica
BUFONIDAE						
<i>Rhinella crucifer</i> (Wied-Neuwied, 1821) (Figura 22)	X	X	X	Ovos e girinos exotróficos em água parada e/ou corrente	Margem de brejos em áreas abertas	Mata Atlântica
<i>Rhinella granulosa</i> (Spix, 1824) (Figura 23)		X	X	Ovos e girinos exotróficos em água parada	Margem de brejos em áreas abertas	Mata Atlântica e outros biomas
<i>Rhinella hoogmoedi</i> (Caramaschi & Pombal, 2006) (Figura 24)	X	X	X	Ovos e girinos exotróficos em água parada	Poças temporárias no interior de floresta	Mata Atlântica
<i>Rhinella schneideri</i> (Werner, 1894) (Figura 25)	X	X	X	Ovos e girinos exotróficos em água parada e/ou corrente	Margem de brejos em áreas abertas	Mata Atlântica e outros biomas

FAMÍLIA / Espécie	L	C	O	Modo Reprodutivo	Ambiente na RNV	Distribuição Geográfica (Endemismo)
AROMOBÁTIDAE						
<i>Allobates capixaba</i> (Bokermann, 1967) (Figura 26)	X	X		Serapilheira; ovos terrestres; girinos exotróficos carregados para água pelos adultos	Margem de brejos no interior de floresta	Mata Atlântica
MICROHYLIDAE						
<i>Arcovomer</i> aff. <i>passarelli</i> Carvalho, 1954	X	X	X	Ovos e girinos exotróficos em água parada	Margem de brejos no interior de floresta	Mata Atlântica
<i>Chiasmocleis capixaba</i> Cruz, Caramaschi & Izecksohn, 1997	X	X	X	Ovos e girinos exotróficos em água parada	Margem de brejos no interior de floresta	Mata Atlântica
<i>Chiasmocleis quillombola</i> Tonini, Forlani & Sá, 2014	X	X	X	Ovos e girinos exotróficos em água parada	Margem de brejos no interior de floresta	Mata Atlântica
<i>Chiasmocleis schubarti</i> Bokermann, 1952 (Figura 27)	X	X	X	Ovos e girinos exotróficos em água parada	Margem de brejos no interior de floresta	Mata Atlântica
<i>Dasylops schirchi</i> Miranda-Ribeiro, 1924 (Figura 28)	X	X	X	Ovos e girinos exotróficos em água parada	Floresta	Mata Atlântica
<i>Myersiella microps</i> (Duméril & Bibron, 1841)	X	X	X	Desenvolvimento direto de ovos terrestres	Serapilheira densa e úmida no interior de floresta	Mata Atlântica
<i>Stereocyclops incrassatus</i> Cope, 1870 (Figura 29)	X	X	X	Ovos e girinos exotróficos em água parada	Margem de brejos no interior de floresta	Mata Atlântica
TOTAL	40	50	55			

PERSPECTIVAS FUTURAS PARA A CONSERVAÇÃO

A importância bioecológica da região de Linhares e Sooretama para a conservação já era reconhecida desde o final da década de 1940 (Travassos & Freitas, 1948; Aguirre, 1951), bem como as ameaças à época, claramente pontuadas por Travassos (1945): *“Atualmente se faz uma grande devastação nas matas do norte do Estado. Dada a natureza do solo e escassez da água, somente acessível nas profundas ravinas, a destruição das florestas do planalto transformará esta bela região do nosso País em um semi deserto sujeito ao flagelo das secas e das enxurradas violentas. Infelizmente ainda não compreendemos que se possa explorar uma floresta sem destruí-la inteiramente, reduzindo a cinzas o que não for muito lucrativo transportar. O mau hábito de se reduzir a pastos pobres, pela ação brutal do fogo, extensas zonas do País está cada vez mais prejudicando o clima e reduzindo o rendimento do solo em função da área ocupada. Se não se cuidar, quanto antes, de impedir o arrasamento total do revestimento florestal do norte do Espírito Santo, em 50 anos o teremos transformado em um novo nordeste com as calamidades das secas e de enchentes das baixadas pelo rápido escoamento das águas. As profundas ravinas no fundo das quais correm diminutos córregos demonstram o violento efeito das águas nas épocas anteriores à formação do revestimento florestal, produto paciente do trabalho milenar da natureza, e que o homem procura, com auxílio do fogo, destruir em algumas décadas”*.

Infelizmente, as sombrias previsões profeticamente listadas por Travassos se concretizaram no norte do estado e a cobertura florestal remanescente no Bloco Linhares-Sooretama mostra a importância da região para manutenção da diversidade e conservação de anfíbios, corroborada pelo fornecimento de material utilizado na descrição de várias espécies de anfíbios na RNV e em seu entorno, desde 1980.

Atualmente, mesmo as espécies aparentemente protegidas no interior da

floresta estão suscetíveis aos efeitos da antropização ocorrida em todo o entorno do Bloco Linhares-Sooretama. Neste sentido, ressalta-se que o efeito da fragmentação dos ambientes sobre a riqueza de espécies de anfíbios em diferentes áreas de Mata Atlântica é mais grave para aquelas que dependem da água para reprodução – a maioria das espécies –, as quais são mais sensíveis à fragmentação em função dos riscos associados à maior distância entre os fragmentos e os corpos d’água (Becker *et al.*, 2007). Além disso, os córregos e os rios que umidificam o Bloco Linhares-Sooretama estão represados em sua maioria e, cada vez mais, disputados em suas porções a montante do grande bloco florestal para irrigação de lavouras, criação de rebanhos e aquicultura (Sarmiento-Soares & Martins-Pinheiro, 2014). Um risco adicional é a contaminação por defensivos agrícolas e fertilizantes, os quais são utilizados em culturas no entorno da RNV e da RBS. Se carregados para os corpos d’água que atravessam estas áreas, esses químicos podem comprometer, a longo prazo, os ambientes reprodutivos de várias espécies de anfíbios. Desta forma, o novo desafio para a conservação dos anfíbios nesse grande bloco florestal está, portanto, centrado na gestão e qualidade da água dos córregos e dos rios que vertem para esse importante remanescente de Mata Atlântica.



Figura 1: A rãzinha-do-folhiço ou rã-da-mata (*Haddadus binotatus*) habita o solo da mata de tabuleiro. Vive na serapilheira onde deposita seus ovos que se desenvolvem de forma direta. Foto: J. L. Gasparini.



Figura 2: A pererequinha *Dendropsophus berthaltutzae* habita a copa das árvores e deposita seus ovos em folhas e galhos que pendem sobre poças temporárias no interior da mata. Fotos: J. L. Gasparini.



Figura 3: Casal da pererequinha *Dendropsophus branneri* em amplexo axilar sobre vegetação marginal em brejo na RNV. Foto: J. L. Gasparini.



Figura 4: Casal de perereca-de-moldura (*Dendropsophus elegans*) em amplexo axilar sobre vegetação marginal em brejo na RNV. Foto: J. L. Gasparini.

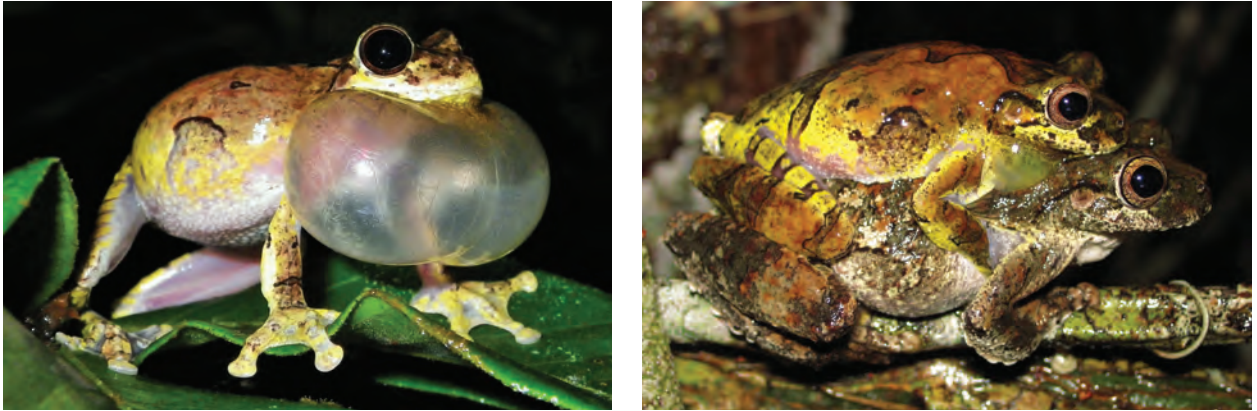


Figura 5: Perereca-da-mata (*Dendropsophus seniculus*) - macho vocalizando e casal em amplexo axilar sobre vegetação. A espécie apresenta reprodução explosiva após as chuvas fortes na primavera e no verão. Foto: A. P. Almeida e J. L. Gasparini, respectivamente.



Figura 6: Casal de perereca-paneleira ou sapo-ferreiro (*Hypsiboas faber*) em amplexo dentro de uma pequena piscina escavada pelo macho. Foto: J. L. Gasparini.



Figura 7: A perereca *Hypsiboas pombali* habita brejos e poças dentro de porções florestadas úmidas na RNV. Foto: J. L. Gasparini.

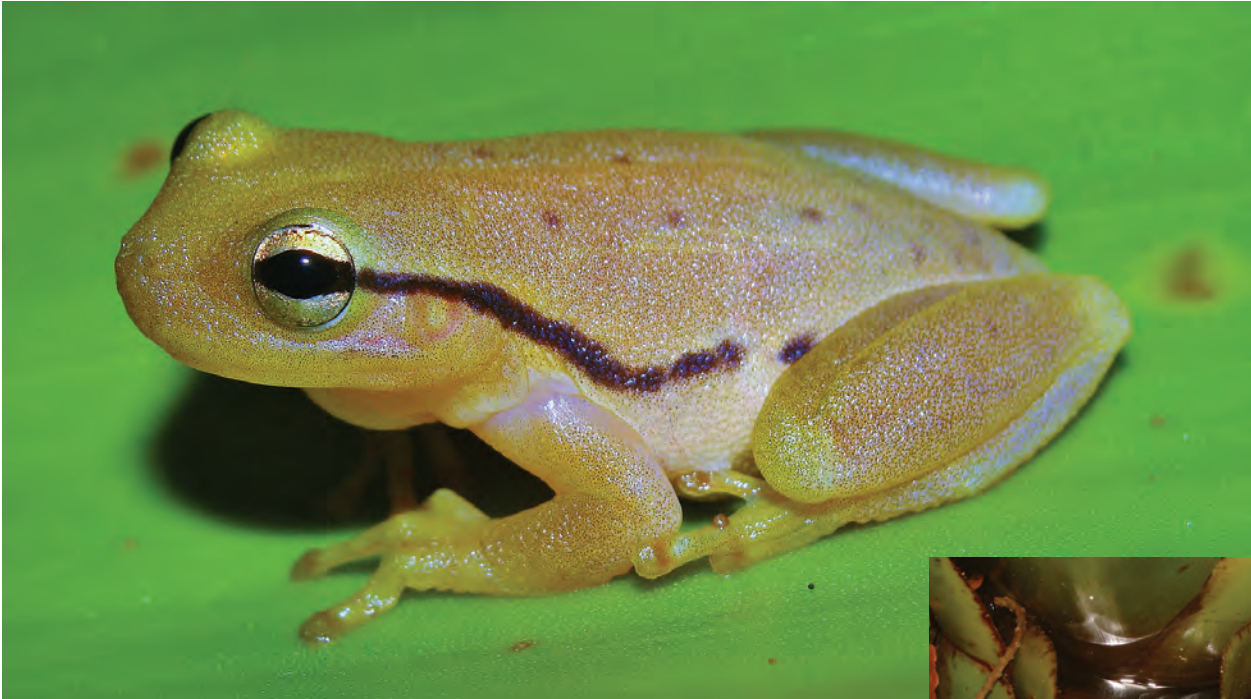


Figura 8: Perereca-das-bromélias (*Phyllodytes kautskyi*) - macho em vista lateral e dentro de bromélia arborícola, vocalizando para atrair alguma fêmea. Foto: J. L. Gasparini.



Figura 9: A pererequinha-das-bromélias (*Phyllodytes luteolus*) habita bromélias terrestres onde passam todo o seu ciclo de vida. Foto: J. L. Gasparini.



Figura 10: A perereca-cacarejo (*Hypsiboas semilineatus*) habita brejos em áreas abertas na RNV. Foto: J. L. Gasparini.



Figura 11: Macho da perereca-verde ou perereca-macaco (*Phyllomedusa burmeisteri*) em seu sítio de vocalização na mata, sendo parasitado por um mosquito hematófago. Foto: J. L. Gasparini.



Figura 12: A pererequinha *Scinax agilis* habita bromélias nos campos nativos da RNV. Foto: J. L. Gasparini.



Figura 13: A pererequinha *Scinax alter*, comum na vegetação marginal de brejos em áreas abertas da RNV. Foto: J. L. Gasparini.

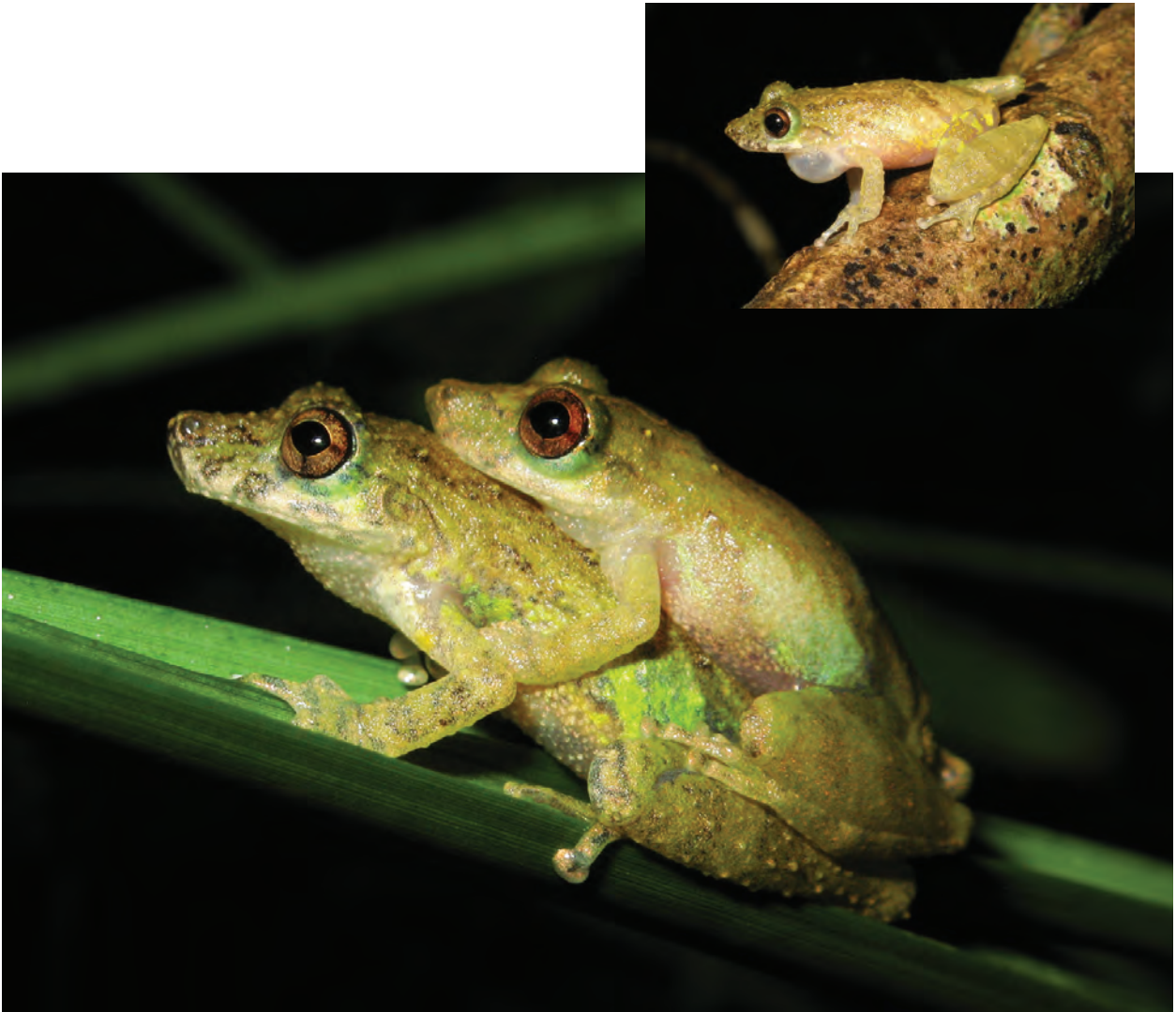


Figura 14: Pererequinha *Scinax argyreornatus* - macho vocalizando e casal em amplexo axilar. Espécie comum que habita brejos em ambientes florestados da RNV. Foto: J. L. Gasparini.



Figura 15: A perereca-de-banheiro (*Scinax fuscovarius*) habita brejos em áreas abertas da RNV. Foto: J. L. Gasparini.



Figura 16: A perereca-grudenta (*Trachycephalus mesophaeus*) flagrada ingerindo a própria pele morta. Foto: J. L. Gasparini.



Figura 17: A rã-da-mata (*Leptodactylus* aff. *mystacinus*) habita a serapilheira onde escava tocas para se abrigar e se reproduzir nos períodos chuvosos. Foto: J. L. Gasparini.



Figura 18: A rãzinha-pingo-de-chuva (*Leptodactylus natalensis*) habita áreas lodosas nas margens de brejos em ambientes florestados. Foto: J. L. Gasparini.



Figura 19: A rãzinha-seta (*Physalemus signifer*) habita o chão da mata e deposita seus ovos em ninhos de espuma dentro de pequenas poças d'água. Foto: J. L. Gasparini.



Figura 20: A rãzinha-do-folhiço (*Physalaemus aguirrei*) vive no denso tapete de folhas acumuladas no chão da mata. Foto: J. L. Gasparini.



Figura 21: A rãzinha-chifruda ou intanha-pequena (*Proceratophrys laticeps*) se camufla entre as folhas mortas no chão da mata. Foto: J. L. Gasparini.



Figura 22: O sapo-cururu ou sapo-comum (*Rhinella crucifer*) habita preferencialmente brejos em áreas abertas. Foto: J. L. Gasparini.



Figura 23: Casal de sapinho-da-terra ou sapinho-granuloso (*Rhinella granulosa*) em amplexo axilar na RNV. Foto: J. L. Gasparini.



Figura 24: O sapinho-da-mata ou sapinho-orelhudo (*Rhinella hoogmoedi*) habita porções úmidas e bem conservadas de mata na RNV. Foto: J. L. Gasparini.



Figura 25: O sapo-cururuzão ou sapo-boi (*Rhinella schneideri*) se hidratando em poça formada em estrada de terra no interior da RNV. Foto: J. L. Gasparini.



Figura 26: O sapinho-foguete (*Allobates capixaba*), espécie endêmica e ameaçada de extinção, habita o folheto no chão da mata. Foto: J. L. Gasparini.



Figura 27: Fêmea ovígera de rãzinha-da-mata (*Chiasmocleis schubarti*), habitante do folhiço no chão da mata. Foto: J. L. Gasparini.



Figura 28: A rã-toupeira ou rã-cara-de-porco (*Dasypops schirchi*) – imago e adulto, é uma espécie que escava galerias subterrâneas no chão da mata. Foto: J. L. Gasparini.



Figura 29: A rã-folha ou rã-do-folhiço (*Stereocyclops incrassatus*) é uma espécie de hábitos fossoriais que se reproduz de forma explosiva após fortes chuvas. Foto: J. L. Gasparini.

AGRADECIMENTOS

As informações aqui apresentadas sobre a anurofauna da RNV e seu entorno são fruto de vários anos de pesquisas na região e que foram possíveis devido à colaboração de várias pessoas. Gostaríamos de externar nossos agradecimentos a A. C. Srbek-Araujo, L. Avelar, C. Kierulff e P. Soares, colaboradores em algum momento vinculados à Vale, e G. G. Sobrinho, E. Lima e A. Braga, do ICMBio/RBS, por todo o apoio e estímulo à realização dos trabalhos. Aos amigos O. L. Peixoto e H. R. da Silva pela gentileza de enviarem a listagem revisada dos anfíbios provenientes da RNV depositados na coleção “Eugenio Izecksohn” da UFRRJ. Recebemos também, ao longo destes anos, diversas formas de apoio, seja por meio de orientações, recursos materiais ou auxílio nos trabalhos de campo. Desta forma, agradecemos a todos os amigos e colegas que colaboraram para a consolidação deste estudo, os quais são relacionados a seguir: A. Nunes, A. Gatti, B. Pimenta, O. L. Peixoto, C. A.

G. da Cruz, C. Paulino, D. Morellato, E. Izecksohn (*in memoriam*), H. M. Oyamaguchi, I. Sazima, J. P. Pombal Jr., K. Zamudio, L. B. Nascimento, L. A. de Lima, M. Rocha, M. J. Unger, R. S. Bérnils, R. Lorenzutti, R. C. Bianchi, S. B. Lage, S. Vogel, V. Lopes e V. Boninsenha. Agradecemos também a cuidadosa revisão realizada por Daniel Loebmann e Pedro Luiz Peloso. Célio Haddad agradece ao auxílio #2013/50741-7, Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de São Paulo (FAPESP) e ao CNPq pela bolsa de Produtividade em Pesquisa.

DEDICATÓRIA

Este capítulo é dedicado à memória dos Drs. Werner Carlos Augusto Bokermann e Eugenio Izecksohn, pesquisadores de imensa importância para a herpetologia neotropical e que pesquisaram no Bloco Linhares-Sooretama; e também aos ex-alunos do Professor Eugenio Izecksohn - **Drs. Oswaldo Luiz Peixoto, Carlos Alberto Gonçalves da**

Cruz e Sérgio Potech de Carvalho-e-Silva. Todos são importantes nomes da herpetologia brasileira e também pioneiros em pesquisas na RNV.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Aguirre, A.C. 1951. Sooretama - Estudo sobre o Parque de Reserva, Refúgio e criação de Animais Silvestres, "Sooretama", no Município de Linhares, Estado do Espírito Santo. Rio de Janeiro, Ministério da Agricultura & Serviço de Informação Agrícola.
- Almeida, A.P. & Angulo, A.. 2006. A new species of *Leptodactylus* (Anura: Leptodactylidae) from the state of Espírito Santo, Brazil, with remarks on the systematics of associated populations. *Zootaxa* 1334: 1–25.
- Almeida, A.P. & J.L. Gasparini. 2009. Diversidade comparada de anuros em três unidades de conservação em Linhares, Norte do Espírito Santo. In: Livro de Resumos do 4º Congresso Brasileiro de Herpetologia. Pirenópolis, Sociedade Brasileira de Herpetologia.
- Almeida, A.P.; Gasparini, J.L. & Peloso, P.L.V. 2011. Frogs of the state of Espírito Santo, southeastern Brazil - The need for looking at the coldspots. *Check List* 7: 542–560.
- Becker, C.G.; Fonseca, C.R.; Haddad, C.F.B.; Batista, R.F. & Prado, P.I. 2007. Habitat split and the global decline of amphibians. *Science* 318 (5857): 1775–1777.
- Bertoluci, J.A. 2001. Anfíbios Anuros. In: Leonel, C. (Ed.). Intervalos. São Paulo, Fundação para a Conservação e a Produção Floresta do Estado de São Paulo, Secretaria de Estado do Meio Ambiente & Governo do Estado de São Paulo.
- Bokermann, W.C.A. 1952. Microhylidae da coleção do Departamento de Zoologia. Papéis Avulsos do Departamento de Zoologia 10: 271–292.
- Bokermann, W.C.A. 1966a. Notas sobre Hylidae do Espírito Santo. *Revista Brasileira de Biologia* 26: 29–37.
- Bokermann, W.C.A. 1966b. Duas novas espécies de *Sphaenorhynchus* (Amphibia, Hylidae). *Revista Brasileira de Biologia* 28: 15–21.
- Bokermann, W.C.A. 1966c. Dos nuevas especies de *Physalaemus* de Espiritu Santo, Brasil (Amphibia, Leptodactylidae). *Physis* XXVI 71: 193–302.
- Bokermann, W.C.A. 1967. Novas espécies de *Phyllobates* do leste e sudeste brasileiro (Anura, Dendrobatidae). *Revista Brasileira de Biologia* 27: 349–353.
- Campbell, H.W. & Christman, S.P. 1982. Field techniques for herpetofaunal community analysis. In: Scott Jr., N.J. (Ed.). *Herpetological communities*. Washington, U.S. Fish and Wildlife Service.
- Caramaschi, U. & Pombal, J.P. Jr. 2006. A new species of *Rhinella* Fitzinger, 1826 from the Atlantic rain forest, eastern Brazil (Amphibia, Anura, Bufonidae). *Papéis Avulsos de Zoologia* 46 (23): 251–259.
- Carvalho, A.L. 1948. Sobre a validez de *Stereocyclops incrassatus* Cope, 1871 e *Hypopachus mülleri* (Boettger), 1885. *Boletim do Museu Nacional* 84: 1–21.
- Cruz, C.A.G.; Feio, R.N. & Caramaschi, U.. 2009. Anfíbios do Ibitipoca / Amphibians of Ibitipoca. Belo Horizonte, Bicho do Mato Editora.
- Cruz, C.A.G. & Peixoto, O.L. 1982. Uma nova espécie de *Hyla* do Estado do Espírito Santo, Brasil (Amphibia, Anura, Hylidae). *Revista Brasileira de Biologia* 42: 721–724.
- Dias, A.G. & Cruz, C.A.G. 1993. Análise das divergências morfológicas de *Hyla bipunctata* Spix em duas populações do Rio de Janeiro e Espírito Santo, Brasil (Amphibia, Anura, Hylidae). *Revista Brasileira de Zoologia* 10 (3): 439–441.
- Dias, P.H.S.; Amaro, R.C.; Carvalho-e-Silva, A.M.P.T. & Rodrigues, M.T. 2013. Two new species of *Proceratophrys* Miranda-Ribeiro, 1920 (Anura; Odontophrynidae) from the Atlantic forest, with taxonomic remarks on the genus. *Zootaxa* 3682: 277–304.
- Duryea, M.C.; Brasileiro, C.A. & Zamudio, K. 2009. Characterization of microsatellite markers for snouted treefrogs in the *Scinax perpusillus* species group (Anura, Hylidae). *Conservation Genetics* 10: 1053–1056.
- Eterovick, P.C. & Sazima, I. 2004. Anfíbios da Serra do Cipó / Amphibians from the Serra do Cipó. Belo Horizonte, Editora PUC Minas.
- Eterovick, P.C. 1999. Use and sharing of calling and retreat sites by *Phyllodytes luteolus* in modified environment. *Journal of Herpetology* 33: 17–22.
- Feio, R.N.; Braga, U.M.L.; Wiederhecker, H. & Santos, P.S. 1998. Anfíbios do Parque Estadual do Rio Doce (Minas Gerais). Viçosa, Universidade Federal de Viçosa & Instituto Estadual de Florestas.
- Freitas, M.A. & Silva, T.F.S. 2005. Herpetofauna da Mata Atlântica Nordestina. Pelotas, USEB.
- Freitas, M.A. 2011. Anfíbios do Nordeste Brasileiro: Mata Atlântica - Caatinga - Cerrado - Zona Costeira - Amazônia. Cobija, produzido pelo autor.
- Gasparini, J.L. 2012. Anfíbios e Répteis - Vitória e Grande Vitória, Espírito Santo. Vitória, Gráfica Santo Antônio (GSA).
- Gasparini, J.L.; Almeida, A.P.; Cruz, C.A.G. & Feio, R.N. 2007. Os Anfíbios Ameaçados de Extinção no Estado do Espírito Santo. Pp 75–86. In: Passamani, M. & Mendes, S.L. (Orgs.). *Espécies da Fauna Ameaçadas de Extinção no Estado do Espírito Santo*. Vitória, GSA.
- Giaretta, A.A. 1996. Reproductive specializations of the bromeliad hylid frog *Phyllodytes luteolus*. *Journal of Herpetology* 30 (1): 96–97.
- Greenberg, C.H.; Neary, D.G. & Harris, L.D. 1994. A comparison of herpetofaunal sampling effectiveness of pitfall, single-ended, and double-ended funnel

- traps used with drift fences. *Journal of Herpetology* 28: 319–324.
- Haddad, C.F.B. & Sazima, I. 1992. Anfíbios Anuros da Serra do Japi. In: Morellato, L.P.C. (Ed.). *História Natural da Serra do Japi: ecologia e preservação de uma área florestal no sudeste do Brasil*. Campinas, Unicamp & Fapesp.
- Haddad, C.F. & Prado, C.P. 2005. Reproductive modes in frogs and their unexpected diversity in the Atlantic Forest of Brazil. *BioScience* 55: 207–217.
- Haddad, C.F.B.; Toledo, L.F. & C.P.A. Prado. 2008. *Anfíbios da Mata Atlântica / Atlantic Forest Amphibians*. São Paulo, Editora Neotropica.
- Haddad, C.F.B.; Toledo, L.F.; Prado, C.P.A.; Loebamnn, D.; Gasparini, J.L. & Sazima, J.L. 2013. *Guia dos Anfíbios da Mata Atlântica: Diversidade e Biologia / Guide to the Amphibians of the Atlantic Forest: Diversity and Biology*. São Paulo, Anolis Books.
- Hartt, C.F. 1941. *Geologia e Geografia Física do Brasil*. São Paulo, Companhia Editora Nacional.
- Heyer, W.R.; Rand, A.S.; Cruz, C.A.G.; Peixoto, O.L. & C.E. Nelson. 1990. Frogs of Boracéia. *Arquivos de Zoologia* 31: 231–410.
- Heyer, W.R.; Donnelly, M.A.; McDiarmid, R.W.; Hayek, L.A.C. & Foster, M.S.. 1994. *Measuring and monitoring biological diversity: standard methods for amphibians*. Washington, Smithsonian Institution Press.
- Izecksohn, E. & Carvalho-e-Silva, S.P. 2001. *Anfíbios do Município do Rio de Janeiro*. Rio de Janeiro, Editora UFRJ.
- Izecksohn, E. & Peixoto, O.L. 1981. Nova espécie de *Proceratophrys* da Hiléia Bahiana, Brasil (Amphibia, Anura, Leptodactylidae). *Revista Brasileira de Biologia* 41: 19–24.
- Ministério do Meio Ambiente; Conservação Internacional do Brasil; Fundação SOS Mata Atlântica; Fundação Biodiversitas; Instituto de Pesquisas Ecológicas; Secretaria do Meio Ambiente do Estado de São Paulo & Semad/Instituto Estadual de Florestas-MG. 2000. *Avaliação e Ações Prioritárias para a Conservação da Biodiversidade da Mata Atlântica e Campos Sulinos*. Brasília, Ministério do Meio Ambiente / Secretaria de Biodiversidade e Florestas.
- Ministério do Meio Ambiente. 2014. *Listas brasileira de Espécies Ameaçadas de Extinção – espécies categorizadas como DD no processo de avaliação do ICMBio*. Endereço eletrônico: <http://www.icmbio.gov.br/portal/faunabrasileira/lista-de-especies>
- Nelson, C.E. & Lescure, J. 1975. The taxonomy and distribution of *Myersiella* and *Synapturanus* (Anura: Microhylidae). *Herpetologica* 31: 389–397.
- Pimenta, B.; Costa, D.; R. Murta-Fonseca & Pezzuti, T. 2014. *Anfíbios – Alvorada de Minas, Conceição do Mato Dentro e Dom Joaquim, Minas Gerais*. Belo Horizonte, Bicho do Mato Editora.
- Pombal Jr., J.P. & Gordo, M. 2004. Anfíbios anuros da Juréia. In: Marques, O.A.V. & W. Duleba. (Eds.). *Estação Ecológica Juréia-Itatins. Ambiente físico, Flora e Fauna*. Ribeirão Preto, Holos Editora.
- Pombal Jr., J.P. & Haddad, C.F.B. 1992. Espécies de *Phyllomedusa* do grupo *burmeisteri* do Brasil oriental, com a descrição de uma espécie nova (Amphibia, Hylidae). *Revista Brasileira de Biologia* 52: 217–229.
- Ramos, A.D. & Gasparini, J.L. 2004. *Anfíbios do Goiapaba-Açu, Fundão, Estado do Espírito Santo*. Vitória, Gráfica Santo Antônio (GSA).
- Ruschi, A. 1954. Algumas espécies zoológicas e botânicas em vias de extinção no estado do Espírito Santo. Método empregado para a sua prospecção e para o estabelecimento de área mínima para a perpetuação da espécie, em seu habitat natural. *Boletim do Museu de Biologia Prof. Mello Leitão* 16A: 1–45.
- Ruschi, A. 1978. A atual fauna de mamíferos, aves e répteis da Reserva Biológica de Comboios. *Boletim do Museu de Biologia Prof. Mello Leitão* 90: 1–26.
- Ruschi, A. 1980. A fauna e flora da Estação Biológica de Sooretama. *Boletim do Museu de Biologia Prof. Mello Leitão* 98: 1–24.
- Saint-Hilaire, A. 1974. *Viagem ao Espírito Santo e Rio Doce*. São Paulo, Itatiaia Editora & Editora da Universidade de São Paulo.
- Sarmiento-Soares, L. M. & Martins-Pinheiro, R. F. 2014. Uso inadequado das águas: a grande ameaça à sobrevivência das UCs na Mata Atlântica: o caso da REBIO Sooretama, ES. *Boletim da Sociedade Brasileira de Ictiologia* (110): 16–18.
- Tonini, J.F.R.; Forlani, M.C. & de Sá, R.O. 2014. A new species of *Chiasmocleis* (Microhylidae, Gastrophryninae) from the Atlantic Forest of Espírito Santo State, Brazil. *ZooKeys* 428: 109–132.
- Travassos, L. & Freitas, J.F.T. 1948. Relatório da excursão do Instituto Oswaldo Cruz ao norte do Estado do Espírito Santo, junto ao Parque Reserva e Refúgio Sooretama, em fevereiro de 1948. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz* 46: 605–631.
- Travassos, L. 1945. Relatório da excursão realizada no vale do rio Itaúnas, norte do Estado do Espírito Santo, nos meses de setembro e outubro de 1944. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz* 42: 488–502.
- Travassos, L.; Kloss, G.R. & Buhnheim, P. 1959. Excursão do Instituto Oswaldo Cruz ao Parque de Reserva e Refúgio Sooretama, no Estado do Espírito Santo, em outubro de 1963. *Boletim do Museu de Biologia Prof. Mello Leitão* 23: 1–26.
- Travassos, L.; Freitas, J.F.T. & Mendonça, J.M.. 1964. Relatório da excursão do Instituto Oswaldo Cruz ao Parque de Reserva e Refúgio Sooretama, no Estado do Espírito Santo, em outubro de 1963. *Boletim do Museu de Biologia Prof. Mello Leitão* 23: 1–26.
- Wied-Neuwied, M.A.P. 1824. *Abbildungen zur Naturgeschichte Brasiliens*. Weimar, Landes-Industrie-Comptoir.

24

A IMPORTÂNCIA DAS FLORESTAS DE TABULEIRO DO NORTE DO ESPÍRITO SANTO PARA A CONSERVAÇÃO DAS AVES DA MATA ATLÂNTICA

Luís Fábio Silveira & Gustavo Rodrigues Magnago

INTRODUÇÃO**A ocupação do território e a riqueza da Mata Atlântica**

A Mata Atlântica foi a primeira formação vegetal do Novo Mundo com a qual os descobridores portugueses entraram em contato na América do Sul, no começo do século XVI, e, por quase dois séculos, permaneceu como a única porção do território mais intensamente desbravada pela Metrópole. Partindo do sul da Bahia, a exploração desse bioma deu-se muito lentamente a partir de núcleos instalados pelos portugueses nos atuais estados de São Paulo, Rio de Janeiro, Espírito Santo e Pernambuco. A rendosa exploração do pau-brasil, árvore que emprestou o seu nome ao país recém-descoberto (Ferraz, 1939; Barroso, 1941), atraiu a atenção de outros países europeus, que rapidamente empreenderam missões com o objetivo de instalar colônias na costa brasileira. Entre estas, destaca-se a malsucedida colônia francesa no Rio de Janeiro (a “França Antártica”) e a razoavelmente duradoura colônia holandesa no nordeste que, junto com a Companhia das Índias Ocidentais, dominou uma ampla área de Mata Atlântica ao norte do rio São Francisco, especializando-se na produção de açúcar.

O Brasil demorou séculos para efetivamente

colonizar seu interior e a sua porção setentrional. A abundância e a facilidade inicial da extração do pau-brasil, além das muitas riquezas naturais da Mata Atlântica, a instalação estratégica das primeiras cidades no litoral, a descoberta de ouro e diamantes em Minas Gerais e a instalação da Família Real Portuguesa no Rio de Janeiro, este último fato em 1808, mantiveram o eixo do desenvolvimento econômico sobre o bioma. Nele hoje se assentam cerca de 70% da população brasileira, sete das 10 cidades mais populosas do país e 11 das 17 cidades com mais de um milhão de habitantes no Brasil, onde, apenas nestas, vivem cerca de 34 milhões de pessoas (Galindo-Leal & Câmara, 2005; IBGE, 2013). Não é difícil imaginar a imensa e constante pressão sobre os recursos naturais, bióticos e abióticos, deste bioma.

Originalmente, a Mata Atlântica se distribuía de forma ininterrupta desde 3º de latitude sul, até aproximadamente 30º de latitude sul, ocupando, em sua largura máxima, pouco mais de 800 km em direção ao interior (e chegando até a Argentina e o Paraguai), cobrindo uma área de aproximadamente 1.315.500 km² que originalmente abrangiam desde áreas ao nível do mar até quase 3.000 metros de altitude. A Mata Atlântica é também cortada por alguns dos principais rios da América do Sul, como o São Francisco, o Paraná, o Paraíba do Sul, o Tietê,

o Iguçu e o Doce. Esse bioma foi, especialmente durante o século XX, criminosamente dizimado para dar lugar às mais diversas atividades humanas. Como resultado, da Mata Atlântica restam apenas cerca de 12% da sua extensão florestal original, em sua maior parte representada por remanescentes isolados e com tamanhos e formatos muito distintos (Ribeiro *et al.*, 2009; Fsozma & Inpe, 2014). Algumas regiões, como as florestas ao norte do rio São Francisco, não possuem mais de 4% da sua extensão original, e a funcionalidade do bioma nesta área está à beira do colapso, com as primeiras extinções sendo registradas recentemente (Pereira *et al.*, 2014) em uma onda que não dá sinais de que vá arrefecer ou perder a intensidade.

Contrastando com o elevado grau de ameaça, a Mata Atlântica é considerada uma das áreas mais diversas e ricas em espécies de todo o planeta. Silva & Casteleti (2003) estimam que na Mata Atlântica ocorram entre 1 e 8% de todas as espécies do planeta, enquanto o Ministério do Meio Ambiente (MMA, 2000) lista para o bioma mais de 20.000 espécies de plantas vasculares, mais de 1.000 espécies de aves, 350 de peixes de água doce, 340 de anfíbios, 250 de mamíferos e cerca de 200 espécies de répteis. Todos estes grupos apresentam também um elevado número de espécies endêmicas, além de uma grande proporção de espécies também consideradas ameaçadas de extinção. A elevada riqueza de espécies, incluindo aí o grande número de espécies exclusivas deste bioma, aliado ao seu alto grau de devastação e ameaça, colocam a Mata Atlântica como um dos biomas prioritários para a conservação da biodiversidade no planeta (Eken *et al.*, 2004; Mittermeier *et al.*, 2004).

A riqueza e a diversidade de espécies atualmente encontradas na Mata Atlântica são o resultado visível e palpável de milhões de anos de evolução, onde eventos de isolamento e de encontro com a Amazônia, de interação com outros biomas (adjacentes ou não) e de adaptações aos distintos ambientes e às diferentes condições climáticas e topográficas, proporcionaram os elementos necessários para que milhares de espécies hoje habitem esse bioma. Como resultado das complexas histórias evolutivas ali ocorridas, a fauna e a flora da Mata Atlântica não estão uniformemente distribuídas, existindo regiões com espécies animais

e vegetais particulares, únicas e insubstituíveis.

As Florestas de Tabuleiro

As florestas de baixada ou de tabuleiros são aquelas que se distribuem do nível do mar até cerca de 100 m de altitude e, graças à sua facilidade de acesso, foram as primeiras exploradas e desmatadas pelos colonizadores. Os pioneiros caminhos que ligavam os núcleos habitacionais no início do povoamento do Brasil pelos portugueses, com exceção da penosa subida da Serra do Mar, entre São Vicente e São Paulo, davam-se principalmente através das florestas de baixada. Desta forma, não é difícil imaginar que estas florestas também foram as mais rapidamente suprimidas, tornando-se, atualmente, extremamente raras. Após a retirada da madeira, seguiu-se a ocupação das terras por atividades agrícolas e pastagens e, em alguns locais nas baixadas, estas deram lugar, mais recentemente, a grandes projetos de reflorestamento para produção de celulose e carvão.

É nesse contexto de alto grau de devastação das florestas de tabuleiro, associado a altos níveis de diversidade e endemismo, que se situa a Reserva Natural Vale (RNV). A RNV localiza-se entre os municípios de Linhares e Jaguaré, ao norte do Espírito Santo. Possui 22.711 ha de extensão e é coberta principalmente por florestas de tabuleiro, contando com uma menor porção de muçunungas e de campos nativos. É também adjacente à Reserva Biológica de Sooretama (RBS), que soma 24.000 ha. Estas duas reservas, adicionadas a outras duas reservas privadas da região, a Reserva Particular do Patrimônio Natural (RPPN) Mutum-Preto (379 ha) e a RPPN Recanto das Antas (2.212 ha), formam um bloco com cerca de 50.000 ha de vegetação nativa (Srbek-Araujo *et al.*, 2014) e constituem o maior e mais valioso remanescente de floresta de baixada do bioma Mata Atlântica.

A descoberta das aves brasileiras e da região de Linhares

As aves compõem o grupo mais conhecido e popular de todos os animais. Por serem em sua maioria diurnas, de fácil observação e por chamarem a atenção por causa da plumagem e diferentes cantos, sempre foram objeto de muita atenção e de muitos estudos. Não causa surpresa

que, entre os primeiros animais brasileiros a serem descritos por Pero Vaz Caminha, em 1500, tenha figurado a arara-vermelha-grande (*Ara chloropterus*) e que entre as provas da descoberta do Novo Mundo pelos portugueses encontravam-se araras e papagaios. Estes foram levados para Lisboa na nau comandada por Gaspar de Lemos, enquanto Pedro Álvares Cabral, Pero Vaz de Caminha e a maior parte da frota continuavam a viagem originalmente destinada à Índia. Graças às decisões portuguesas sobre as estratégias de colonização do Brasil, os recursos naturais e a fauna e flora brasileiras permaneceram muito pouco conhecidos (até mesmo e, paradoxalmente, pelos próprios portugueses) até a chegada da Família Real Portuguesa, em 1808, com a consequente e inevitável abertura dos portos às nações amigas (Schwarcz & Starling, 2015).

Excetuado pelo breve período da ocupação holandesa no nordeste brasileiro, o país permaneceu historicamente fechado aos pesquisadores e estudiosos durante três séculos, com uma enorme extensão territorial completamente inexplorada e com sua biodiversidade inalterada. Até que, de repente, abre-se a oportunidade para ser, finalmente, estudado. Quem, tendo a oportunidade, não iria tentar gravar para sempre o seu nome na história da ciência apresentando para o mundo as novidades de um novo e desconhecido país? O Brasil, a partir da abertura dos portos, foi invadido por pesquisadores, principalmente alemães e austríacos, também impulsionados pelo grupo que veio acompanhando a arquiduquesa Maria Leopoldina, entusiasta das ciências naturais e recém-casada (por procuração) com o Príncipe Dom Pedro. É fato curioso e ainda muito pouco explorado pelos pesquisadores contemporâneos, o baixo número de ingleses pesquisando o Brasil. Estes, tal qual os alemães e austríacos, historicamente sempre se interessaram pela exploração científica e, aliados de primeira hora dos portugueses, estranhamente não se aproveitaram da oportunidade de explorar cientificamente o Brasil antes dos cientistas de outros países.

A invasão de pesquisadores que se sucedeu após a abertura dos portos foi, como se esperava, altamente benéfica para o conhecimento da nossa biodiversidade. A porta de entrada no Brasil foi

a cidade do Rio de Janeiro. Logo, as primeiras explorações científicas começaram exatamente no bioma Mata Atlântica. Naturalistas célebres, como o Barão Georg Heinrich von Langsdorff, Friedrich Sellow, Johann Natterer, Johann Baptist von Spix e Carl von Martius, escreveram seu nome na história ao perscrutar, enfrentando as mais duras condições, uma parte importante do Brasil, contribuindo de forma inestimável para o conhecimento das nossas riquezas naturais em um momento em que as atividades humanas ainda não haviam impactado significativamente o nosso meio ambiente.

O primeiro naturalista que percorreu a região de Linhares, quando esta ainda era um pequeno povoado, foi o célebre Príncipe Alexander Philipp Maximilian zu Wied-Neuwied, explorador alemão que se interessava não apenas pela fauna e flora, mas também com uma marcante atuação no campo da etnologia. O Príncipe desembarcou na cidade do Rio de Janeiro, em 1815, embarcando em Salvador para voltar à Alemanha, em 1817. Durante os dois anos em que permaneceu no Brasil, Wied trabalhou especialmente na Mata Atlântica de baixada, com breves incursões na Caatinga e no Cerrado. Ele passou pela região de Linhares em dezembro de 1815, onde registrou diversas espécies de aves. Durante os quase 100 anos subsequentes, esta região permanece sem qualquer exploração relevante, até que Ernst Garbe, naturalista-viajante do Museu Paulista (hoje Museu de Zoologia da Universidade de São Paulo – MZUSP), percorreu a região em diversas viagens empreendidas nos anos de 1905, 1906, 1908, 1909 e 1926, coletando exemplares para este museu (Paynter & Traylor, 1991).

Regiões próximas à RNV, igualmente ricas e desconhecidas, foram exploradas por outros naturalistas e coletores. A Lagoa Juparanã foi amostrada também por Ernst Garbe, em 1906, bem como pela ornitóloga alemã Emilia Snethlage (1925) e pelo naturalista alemão Emil Kaempfer (1929). Inventários mais detalhados na região onde se situa a RNV foram desenvolvidos pelos ornitólogos Adolf Schneider e Helmut Sick (1939–1942) e por Olivério Pinto (1942). A RBS foi também explorada, entre outros, por Álvaro Aguirre (entre 1939 e 1970), Helmut Sick (1954, 1961 e 1977) e, mais modernamente, por Dante

Teixeira e David Snow (1979), Nigel Collar e Luiz Pedreira Gonzaga (1981) e Luiz Pedreira Gonzaga (1986) (Paynter & Traylor, 1991). Embora a região próxima à RNV fosse bastante explorada e razoavelmente bem conhecida, por outro lado, a própria RNV permanecia até mais recentemente como o “segredo mais bem guardado do Brasil” (Collar, 1985).

Este capítulo tem como objetivo caracterizar a avifauna da RNV, com base em dados coletados ao longo dos últimos anos por diversos pesquisadores, destacando as espécies raras e ameaçadas de extinção com ocorrência confirmada para esta localidade.

MATERIAL E MÉTODOS

A lista das espécies de aves presentes na RNV foi elaborada a partir de consultas a artigos científicos, relatórios não publicados e dados de visitas feitas pelos autores e por outros pesquisadores. Os dados compilados, bem como detalhes da metodologia, são apresentados em Srbeke-Araujo *et al.* (2014).

RESULTADOS E DISCUSSÃO

A exploração ornitológica da RNV começa apenas em meados da década de 1980. Diferentemente do observado nas regiões adjacentes à RNV, em que os registros das aves foram baseados principalmente na coleta de espécimes depositados em museus de história natural, o conhecimento sobre a avifauna da RNV está fundamentado principalmente em registros que não envolvem a coleta de exemplares. Desta forma, torna-se necessário, no futuro, uma melhor documentação das espécies, preferencialmente envolvendo a coleta de material testemunho, para proporcionar um refinamento dos estudos de taxonomia, sistemática e conservação das aves da Mata Atlântica.

Segundo Srbeke-Araujo *et al.* (2014), são confirmadas 391 espécies de aves para a RNV, o que representa 44% das aves registradas na Mata Atlântica, 21% das aves que ocorrem no Brasil e 60% do número de espécies que ocorrem no Espírito Santo. Além disso, na RNV já foram registrados 37 táxons endêmicos do Brasil, 51 ameaçados em nível estadual

e o impressionante número de 28 táxons considerados ameaçados nacionalmente (Tabela 1, para detalhes, ver Srbeke-Araujo *et al.*, 2014), bem como populações de espécies atualmente muito raras na Mata Atlântica, como o mutum-do-sudeste (*Crax blumenbachi*), o jacu-estalo (*Neomorphus geoffroyi dulcis*), o papagaio-chauá (*Amazona rhodocorytha*) e o urutau-de-asa-branca (*Nyctibius leucopterus*), reforçando a singularidade e a importância desta Floresta de Tabuleiro para a conservação das aves do bioma Mata Atlântica. Certamente, a RNV é uma das áreas no Brasil que abriga o maior número de aves ameaçadas de extinção em qualquer um dos biomas existentes no país. Além disso, as raríssimas Unidades de Conservação (UCs) onde ainda ocorrem florestas de tabuleiro apresentam número total de espécies inferior ao encontrado na RNV. No Espírito Santo, a RBS abriga 286 espécies, enquanto na Reserva Biológica de Una, na Bahia, já foram registradas 333 espécies. Outros remanescentes importantes, localizados no Rio de Janeiro, abrigam 275 espécies (Reserva Biológica de Poço das Antas) e 225 espécies (Reserva Biológica União) (Srbeke-Araujo *et al.*, 2014). Deve ser ressaltado, entretanto, que o tamanho desses fragmentos, seu estado de conservação e os esforços de amostragem são muito distintos entre as áreas citadas, o que pode influenciar no número de espécies registradas em cada uma destas localidades até o momento.

A lista de aves da RNV começou a ser construída a partir das observações feitas tanto por ornitólogos brasileiros quanto por observadores de aves nativos e estrangeiros que, a partir da década de 1980, vêm frequentando de forma sistemática a Reserva. A RNV foi visitada por centenas de observadores de aves, bem como por ornitólogos, sendo um destino obrigatório e mundialmente reconhecido por aqueles que desejam conhecer melhor a avifauna de baixada da Mata Atlântica (Srbeke-Araujo *et al.*, 2014). Entre aqueles que contribuíram com suas observações para o conhecimento das espécies da RNV, destacam-se Derek Scott, Mike Brooke, Nigel Collar, Luiz Pedreira Gonzaga, José Fernando Pacheco e Paulo Sergio M. da Fonseca.

Tabela 1: Aves com ocorrência confirmada para a Reserva Natural Vale (Linhares/ES), sudeste do Brasil (baseado em dados apresentados em Srbejk-Araujo *et al.*, 2014). Legenda: Endemismo (End). Status de Ameaça: VU = Vulnerável; EN = Em Perigo; CR = Criticamente em Perigo; RE = Regionalmente Extinta. Documentação do Registro - F = Registro Fotográfico; G = Gravação de Vocalização; M = Observado por múltiplos observadores/pesquisadores e em diferentes ocasiões; A = Registrado por vocalização (registro auditivo sem gravação); O = Observado por apenas um observador/pesquisador. ¹ Espécies ameaçadas em nível estadual conforme Simon *et al.* (2007). ² Espécies ameaçadas em nível nacional segundo MMA (2014).

Espécie	Nome Popular em Português	Nome Popular em Inglês	End	Status de Ameaça		Registro
				Estadual ¹	Nacional ²	
Tinamiformes Huxley, 1872						
Tinamidae Gray, 1840						
<i>Tinamus solitarius</i> (Vieillot, 1819)	macuco	Solitary Tinamou		CR		F, G, M
<i>Crypturellus soui</i> (Hermann, 1783)	tururim	Little Tinamou				F, G, M
<i>Crypturellus noctivagus</i> (Wied, 1820)	jaó-do-sul	Yellow-legged Tinamou	X	CR	VU	F, G, M
<i>Crypturellus variegatus</i> (Gmelin, 1789)	inhambu-anhangá	Variagated Tinamou		EN		G, M
<i>Crypturellus parvirostris</i> (Wagler, 1827)	inhambu-chororó	Small-billed Tinamou				G, M
<i>Crypturellus tataupa</i> (Temminck, 1815)	inhambu-chintã	Tataupa Tinamou				G, M
<i>Rhynchotus rufescens</i> (Temminck, 1815)	perdz	Red-winged Tinamou				G, M
Anseriformes Linnaeus, 1758						
Anatidae Leach, 1820						
Dendrocygninae Reichenbach, 1850						
<i>Dendrocygna viduata</i> (Linnaeus, 1766)	irerê	White-faced Whistling-Duck				F, M
<i>Dendrocygna autumnalis</i> (Linnaeus, 1758)	asa-branca	Black-bellied Whistling-Duck				F, M
<i>Cairina moschata</i> (Linnaeus, 1758)	pato-do-mato	Muscovy Duck				F, M
<i>Sarkidiornis sylvicola</i> Ihering & Ihering, 1907	pato-de-crista	Comb Duck				F, M
<i>Amazonetta brasiliensis</i> (Gmelin, 1789)	pé-vermelho	Brazilian Teal				F, M
<i>Anas bahamensis</i> Linnaeus, 1758	marreca-toicinho	White-cheeked Pintail				F
<i>Netta erythrophthalma</i> (Wied, 1832)	paturi-preta	Southern Pochard				F
Galliformes Linnaeus, 1758						
Cracidae Rafinesque, 1815						
<i>Penelope superciliosa</i> Temminck, 1815	jacupemba	Rusty-margined Guan				F, M
<i>Ortalis araucuan</i> (Spix, 1825)	aracua-de-barriga-branca	East Brazilian Chachalaca	X			F, G, M
<i>Crax blumenbachii</i> Spix, 1825	mutum-de-bico-vermelho	Red-billed Curassow	X	CR	CR	F, G, M
Odontophoridae Gould, 1844						
<i>Odontophorus capueira</i> (Spix, 1825)	uru	Spot-winged Wood-Quail		EN		G, M

Espécie	Nome Popular em Português	Nome Popular em Inglês	End	Status de Ameaça		Registro
				Estadual ¹	Nacional ²	
Podicipediformes Fürbringer, 1888						
Podicipedidae Bonaparte, 1831						
<i>Tachybaptus dominicus</i> (Linnaeus, 1766)	mergulhão-pequeno	Least Grebe				M
<i>Podilymbus podiceps</i> (Linnaeus, 1758)	mergulhão-caçador	Pied-billed Grebe				F, M
Ciconiiformes Bonaparte, 1854						
Ciconiidae Sundevall, 1836						
<i>Ciconia maguari</i> (Gmelin, 1789)	maguari	Maguari Stork		CR		F, M
Suliformes Sharpe, 1891						
Fregatidae Degland & Gerbe, 1867						
<i>Fregata magnificens</i> Mathews, 1914	tesourão	Magnificent Frigatebird				M
Phalacrocoracidae Reichenbach, 1849						
<i>Phalacrocorax brasilianus</i> (Gmelin, 1789)	biguá	Neotropic Cormorant				F, M
Anhingidae Reichenbach, 1849						
<i>Anhinga anhinga</i> (Linnaeus, 1766)	biguatinga	Anhinga				F, M
Pelecaniformes Sharpe, 1891						
Ardeidae Leach, 1820						
<i>Tigrisoma lineatum</i> (Boddaert, 1783)	socó-boi	Rufescent Tiger-Heron				F, M
<i>Cochlearius cochlearius</i> (Linnaeus, 1766)	arapapá	Boat-billed Heron				F
<i>Botaurus pinnatus</i> (Wagler, 1829)	socó-boi-baixo	Pinnated Bittern				F
<i>Ixobrychus exilis</i> (Gmelin, 1789)	socó-boi-vermelho	Least Bittern				O
<i>Nycticorax nycticorax</i> (Linnaeus, 1758)	savacu	Black-crowned Night-Heron				F, M
<i>Butorides striata</i> (Linnaeus, 1758)	socozinho	Striated Heron				F, M
<i>Bubulcus ibis</i> (Linnaeus, 1758)	garça-vaqueira	Cattle Egret				F, M
<i>Ardea cocoi</i> Linnaeus, 1766	garça-moura	Cocoi Heron				F, M
<i>Ardea alba</i> Linnaeus, 1758	garça-branca-grande	Great Egret				F, M
<i>Pilherodius pileatus</i> (Boddaert, 1783)	garça-real	Capped Heron				F, M
<i>Egretta thula</i> (Molina, 1782)	garça-branca-pequena	Snowy Egret				F, M
<i>Egretta caerulea</i> (Linnaeus, 1758)	garça-branca-pequena	Little Blue Heron				F, M
Threskiornithidae Poche, 1904						
<i>Mesembrinibis cayennensis</i> (Gmelin, 1789)	coró-coró	Green Ibis		RE		O
<i>Platalea ajaja</i> Linnaeus, 1758	colhereiro	Roseate Spoonbill				F
Cathartiformes Seebohm, 1890						
Cathartidae Lafresnaye, 1839						
<i>Cathartes aura</i> (Linnaeus, 1758)	urubu-de-cabeça-vermelha	Turkey Vulture				F, M
<i>Cathartes burrovianus</i> Cassin, 1845	urubu-de-cabeça-amarela	Lesser Yellow-headed Vulture				F, M
<i>Coragyps atratus</i> (Bechstein, 1793)	urubu-de-cabeça-preta	Black Vulture				F, M

Espécie	Nome Popular em Português	Nome Popular em Inglês	End	Status de Ameaça		Registro
				Estadual ¹	Nacional ²	
<i>Sarcorampus papa</i> (Linnaeus, 1758)	urubu-rei	King Vulture		VU		F, M
Accipitriformes Bonaparte, 1831						
Pandionidae Bonaparte, 1854						
<i>Pandion haliaetus</i> (Linnaeus, 1758)	águia-pescadora	Osprey				F, M
Accipitridae Vigors, 1824						
<i>Leptodon cayanensis</i> (Latham, 1790)	gavião-de-cabeça-cinza	Gray-headed Kite				F, G, M
<i>Chondrohierax uncinatus</i> (Temminck, 1822)	caracolheiro	Hook-billed Kite				F, M
<i>Elaoides forficatus</i> (Linnaeus, 1758)	gavião-tesoura	Swallow-tailed Kite				F, M
<i>Gampsonyx swainsonii</i> Vigors, 1825	gaviãozinho	Pearl Kite				O
<i>Elanus leucurus</i> (Vieillot, 1818)	gavião-peneira	White-tailed Kite				M
<i>Harpagus bidentatus</i> (Latham, 1790)	gavião-ripina	Double-toothed Kite				F, M
<i>Harpagus diodon</i> (Temminck, 1823)	gavião-bombachinha	Rufous-thighed Kite				F, M
<i>Circus buffoni</i> (Gmelin, 1788)	gavião-do-banhado	Long-winged Harrier		VU		O
<i>Ictinia plumbea</i> (Gmelin, 1788)	sovi	Plumbeous Kite				F, M
<i>Rostrhamus sociabilis</i> (Vieillot, 1817)	gavião-caramujeiro	Snail Kite				F, M
<i>Geranospiza caerulescens</i> (Vieillot, 1817)	gavião-pernilongo	Crane Hawk				F, M
<i>Heterospizias meridionalis</i> (Latham, 1790)	gavião-caboclo	Savanna Hawk				F, M
<i>Amadonastur lacermulatus</i> (Temminck, 1827)	gavião-pombo-pequeno	White-necked Hawk	X	VU		F, M
<i>Urubitinga urubitinga</i> (Gmelin, 1788)	gavião-preto	Great Black-Hawk				M
<i>Rupornis magnirostris</i> (Gmelin, 1788)	gavião-carijó	Roadside Hawk				F, M
<i>Geranoaetus albicaudatus</i> (Vieillot, 1816)	gavião-de-rabo-branco	White-tailed Hawk				F, M
<i>Buteo nitidus</i> (Latham, 1790)	gavião-pedirês	Gray Hawk				F, M
<i>Buteo brachyurus</i> Vieillot, 1816	gavião-de-cauda-curta	Short-tailed Hawk				F, M
<i>Buteo albonotatus</i> Kaup, 1847	gavião-de-rabo-barrado	Zone-tailed Hawk				F, M
<i>Harpia harpyja</i> (Linnaeus, 1758)	gavião-real	Harpy Eagle		CR		F, G, M
<i>Spizaetus tyrannus</i> (Wied, 1820)	gavião-pegá-macaco	Black Hawk-Eagle		VU		M
<i>Spizaetus melanoleucus</i> (Vieillot, 1816)	gavião-pato	Black-and-white Hawk-Eagle		VU		F, M
<i>Spizaetus ornatus</i> (Daudin, 1800)	gavião-de-penacho	Ornate Hawk-Eagle		CR		F, M
Gruiformes Bonaparte, 1854						
Aramidae Bonaparte, 1852						
<i>Aramus guarauna</i> (Linnaeus, 1766)	carão	Limpkin				F, G, M
Rallidae Rafinesque, 1815						
<i>Aramides cajaneus</i> (Statius Muller, 1776)	saracura-três-potes	Gray-necked Wood-Rail				F, M
<i>Aramides saracura</i> (Spix, 1825)	saracura-do-mato	Slaty-breasted Wood-Rail				O
<i>Amaurillimas concolor</i> (Gosse, 1847)	saracura-lisa	Uniform Crake				F, G, M
<i>Laterallus viridis</i> (Statius Muller, 1776)	sanã-castanha	Russet-crowned Crake				F, G, M

Espécie	Nome Popular em Português	Nome Popular em Inglês	End	Status de Ameaça Estadual ¹	Status de Ameaça Nacional ²	Registro
<i>Laterallus melanophaius</i> (Vieillot, 1819)	sanã-parda	Rufous-sided Crane				F, G, M
<i>Laterallus exilis</i> (Temminck, 1831)	sanã-do-capim	Gray-breasted Crane				O
<i>Porzana albicollis</i> (Vieillot, 1819)	sanã-carijó	Ash-throated Crane				G, M
<i>Pardirallus nigricans</i> (Vieillot, 1819)	saracura-sanã	Blackish Rail				M
<i>Gallinula galeata</i> (Lichtenstein, 1818)	frango-d'água-comum	Common Gallinule				F, M
<i>Porphyrio martinicus</i> (Linnaeus, 1766)	frango-d'água-azul	Purple Gallinule				F, M
Charadriiformes Huxley, 1867						
Charadriidae Leach, 1820						
<i>Vanellus cayanus</i> (Latham, 1790)	batuira-de-esporão	Pied Lapwing				F
<i>Vanellus chilensis</i> (Molina, 1782)	quero-quero	Southern Lapwing				F, M
<i>Pluvialis squatarola</i> (Linnaeus, 1758)	batuira-de-axila-preta	Black-bellied Plover				F
<i>Charadrius collaris</i> Vieillot, 1818	batuira-de-coleira	Collared Plover				F
Recurvirostridae Bonaparte, 1831						
<i>Himantopus melanurus</i> Vieillot, 1817	pernilongo-de-costas-brancas	White-backed Stilt				F
Scolopaciidae Rafinesque, 1815						
<i>Tringa solitaria</i> Wilson, 1813	maçarico-solitário	Solitary Sandpiper				F
<i>Arenaria interpres</i> (Linnaeus, 1758)	vira-pedras	Ruddy Turnstone				F
<i>Calidris alba</i> (Pallas, 1764)	maçarico-branco	Sanderling				F
Jacaniidae Chenu & Des Murs, 1854						
<i>Jacana jacana</i> (Linnaeus, 1766)	jaçaná	Wattled Jacana				F, G, M
Sternidae Vigors, 1825						
<i>Phaetusa simplex</i> (Gmelin, 1789)	trinta-réis-grande	Large-billed Tern				F
Columbiformes Latham, 1790						
Columbidae Leach, 1820						
<i>Columbina minuta</i> (Linnaeus, 1766)	rolinha-de-asa-canela	Plain-breasted Ground-Dove				M
<i>Columbina talpacoti</i> (Temminck, 1811)	rolinha-roxa	Ruddy Ground-Dove				F, M
<i>Columbina squammata</i> (Lesson, 1831)	fogo-apagou	Scaled Dove				F, G, M
<i>Columbina picui</i> (Temminck, 1813)	rolinha-picui	Picui Ground-Dove				F, M
<i>Claravis pretiosa</i> (Ferrari-Perez, 1886)	pararu-azul	Blue Ground-Dove				F, G, M
<i>Patagioenas speciosa</i> (Gmelin, 1789)	pomba-trocal	Scaled Pigeon				F, G, M
<i>Patagioenas picazuro</i> (Temminck, 1813)	pombão	Picazuro Pigeon				F, G, M
<i>Patagioenas cayennensis</i> (Bonaterre, 1792)	pomba-galega	Pale-vented Pigeon				F, M
<i>Zenaida auriculata</i> (Des Murs, 1847)	pomba-de-bando	Eared Dove				F
<i>Leptotila verreauxi</i> Bonaparte, 1855	juriti-pupu	White-tipped Dove				F, G, M
<i>Leptotila rufaxilla</i> (Richard & Bernard, 1792)	juriti-gemeadeira	Gray-fronted Dove				F, M
<i>Geotrygon violacea</i> (Temminck, 1809)	juriti-vermelha	Violaceous Quail-Dove				M

Espécie	Nome Popular em Português	Nome Popular em Inglês	End	Status de Ameaça		Registro
				Estadual ¹	Nacional ²	
<i>Geotrygon montana</i> (Linnaeus, 1758)	pariri	Ruddy Quail-Dove				F, M
Cuculiformes Wagler, 1830						
Cuculidae Leach, 1820						
<i>Piaya cayana</i> (Linnaeus, 1766)	alma-de-gato	Squirrel Cuckoo				F, G, M
<i>Coccyzus melacoryphus</i> Vieillot, 1817	papa-lagarta-acanelado	Dark-billed Cuckoo				F, M
<i>Coccyzus euleri</i> Cabanis, 1873	papa-lagarta-de-euler	Pearly-breasted Cuckoo				F, M
<i>Crotophaga major</i> Gmelin, 1788	anu-coroaca	Greater Ani				F, G, M
<i>Crotophaga ani</i> Linnaeus, 1758	anu-preto	Smooth-billed Ani				F, G, M
<i>Guira guira</i> (Gmelin, 1788)	anu-branco	Guira Cuckoo				F, G, M
<i>Tapera naevia</i> (Linnaeus, 1766)	saci	Striped Cuckoo				F, G, M
<i>Neomorphus geoffroyi</i> (Temminck, 1820)	jacu-estalo	Rufous-vented Ground-Cuckoo		CR	CR	F, M
Strigiformes Wagler, 1830						
Tytonidae Mathews, 1912						
<i>Tyto furcata</i> (Temminck, 1827)	coruja-da-igreja	American Barn Owl				F, M
Strigidae Leach, 1820						
<i>Megascops choliba</i> (Vieillot, 1817)	corujinha-do-mato	Tropical Screech-Owl				F, M
<i>Megascops atricapilla</i> (Temminck, 1822)	corujinha-sapo	Black-capped Screech-Owl				F, G, M
<i>Pulsatrix koenisiwaldiana</i> (Bertoni & Bertoni, 1901)	murucututu-de-barriga-amarela	Tawny-browed Owl				F, G, M
<i>Bubo virginianus</i> (Gmelin, 1788)	jacurutu	Great Horned Owl				O
<i>Strix virgata</i> (Cassin, 1849)	coruja-do-mato	Mottled Owl				F, G, M
<i>Strix huhula</i> Daudin, 1800	coruja-preta	Black-banded Owl		VU	VU	F, M
<i>Glaucidium minutissimum</i> (Wied, 1830)	caburé-miudinho	Least Pygmy-Owl		EN	EN	F, G, M
<i>Glaucidium brasilianum</i> (Gmelin, 1788)	caburé	Ferruginous Pygmy-Owl				F, G, M
<i>Athene cucularia</i> (Molina, 1782)	coruja-buraqueira	Burrowing Owl				F, M
<i>Asio clamator</i> (Vieillot, 1808)	coruja-orelhuda	Striped Owl				O
Nyctibiiformes Yuri, Kimball, Harshman, Bowie, Braun, Chojnowski, Han, Hackett, Huddleston, Moore, Reddy, Sheldon, Steadman, Witt & Braun, 2013						
Nyctibiidae Chenu & Des Murs, 1851						
<i>Nyctibius grandis</i> (Gmelin, 1789)	mãe-da-lua-gigante	Great Potoo		VU	VU	F, G, M
<i>Nyctibius aethereus</i> (Wied, 1820)	mãe-da-lua-parda	Long-tailed Potoo		VU	EN	F, M
<i>Nyctibius griseus</i> (Gmelin, 1789)	mãe-da-lua	Common Potoo				F, G, M
<i>Nyctibius leucopterus</i> (Wied, 1821)	urutau-de-asa-branca	White-winged Potoo			CR	F, G
Caprimulgiformes Ridgway, 1881						
Caprimulgidae Vigors, 1825						
<i>Nyctiphrynus ocellatus</i> (Tschudi, 1844)	bacurau-ocelado	Ocellated Poorwill				F, G, M

Espécie	Nome Popular em Português	Nome Popular em Inglês	End	Status de Ameaça		Registro
				Estadual ¹	Nacional ²	
<i>Lurocalis semitorquatus</i> (Gmelin, 1789)	tuju	Short-tailed Nighthawk				G, M
<i>Nyctidromus albigollis</i> (Gmelin, 1789)	bacurau	Pauraque				F, G, M
<i>Hydropsalis torquata</i> (Gmelin, 1789)	bacurau-tesoura	Scissor-tailed Nightjar				F, M
<i>Chordeiles acutipennis</i> (Hermann, 1783)	bacurau-de-asa-fina	Lesser Nighthawk				F, M
Apodiformes Peters, 1940						
Apodidae Olphe-Galliard, 1887						
<i>Streptoprocne zonaris</i> (Shaw, 1796)	taperuçú-de-coleira-branca	White-collared Swift				A, M
<i>Chaetura cinereiventris</i> Slater, 1862	andorinhão-de-sobre-cinzento	Gray-rumped Swift				F, M
<i>Chaetura meridionalis</i> Hellmayr, 1907	andorinhão-do-temporal	Sick's Swift				A, M
<i>Tachornis squamata</i> (Cassin, 1853)	andorinhão-do-buriti	Fork-tailed Palm-Swift				O
<i>Panyptila cayennensis</i> (Gmelin, 1789)	andorinhão-estofador	Lesser Swallow-tailed Swift		EN		O
Trochilidae Vigors, 1825						
<i>Glaucis dohrnii</i> (Bourcier & Mulsant, 1852)	balança-rabo-canela	Hook-billed Hermit	X	CR	EN	O
<i>Glaucis hirsutus</i> (Gmelin, 1788)	balança-rabo-de-bico-torto	Rufous-breasted Hermit				F, M
<i>Phaethornis idaliae</i> (Bourcier & Mulsant, 1856)	rabo-branco-mirim	Minute Hermit	X			F, G, M
<i>Phaethornis ruber</i> (Linnaeus, 1758)	rabo-branco-rubro	Reddish Hermit				M
<i>Eupetomena macroura</i> (Gmelin, 1788)	beija-flor-tesoura	Swallow-tailed Hummingbird				F, M
<i>Aphantochroa cirrochloris</i> (Vieillot, 1818)	beija-flor-cinza	Sombre Hummingbird				O
<i>Florisuga fusca</i> (Vieillot, 1817)	beija-flor-preto	Black Jacobin				F, M
<i>Anthracothorax nigricollis</i> (Vieillot, 1817)	beija-flor-de-veste-preta	Black-throated Mango				F, M
<i>Chrysolampis mosquitus</i> (Linnaeus, 1758)	beija-flor-vermelho	Ruby-topaz Hummingbird				F, M
<i>Chlorestes notata</i> (Reich, 1793)	beija-flor-de-garganta-azul	Blue-chinned Sapphire				M
<i>Chlorostilbon lucidus</i> (Shaw, 1812)	besourinho-de-bico-vermelho	Glittering-bellied Emerald				F, M
<i>Thalurania glaucopsis</i> (Gmelin, 1788)	beija-flor-de-fronte-violeta	Violet-capped Woodnymph				F, M
<i>Hylocharis sapphirina</i> (Gmelin, 1788)	beija-flor-safira	Rufous-throated Sapphire				F, M
<i>Hylocharis cyanus</i> (Vieillot, 1818)	beija-flor-roxo	White-chinned Sapphire				F, G, M
<i>Polytmus gainumbi</i> (Pallas, 1764)	beija-flor-de-bico-curvo	White-tailed Goldthroat				F, M
<i>Amazilia leucogaster</i> (Gmelin, 1788)	beija-flor-de-barriga-branca	Plain-bellied Emerald				F
<i>Amazilia versicolor</i> (Vieillot, 1818)	beija-flor-de-banda-branca	Versicolored Emerald				F, M
<i>Amazilia fimbriata</i> (Gmelin, 1788)	beija-flor-de-garganta-verde	Glittering-throated Emerald				F, M
<i>Amazilia lactea</i> (Lesson, 1832)	beija-flor-de-peito-azul	Sapphire-spangled Emerald				O
<i>Calliphlox amethystina</i> (Boddaert, 1783)	estrelinha-ametista	Amethyst Woodstar				O
Trogoniformes A. O. U., 1886						
Trogonidae Lesson, 1828						
<i>Trogon viridis</i> Linnaeus, 1766	surucua-grande-de-barriga-amarela	White-tailed Trogon				F, G, M
<i>Trogon collaris</i> Vieillot, 1817	surucua-de-coleira	Collared Trogon		EN	EN	F, G, M

Espécie	Nome Popular em Português	Nome Popular em Inglês	End	Status de Ameaça		Registro
				Estadual ¹	Nacional ²	
Coraciiformes Forbes, 1844						
Alcedinidae Rafinesque, 1815						
<i>Megaceryle torquata</i> (Linnaeus, 1766)	martim-pescador-grande	Ringed Kingfisher				F, M
<i>Chloroceryle amazona</i> (Latham, 1790)	martim-pescador-verde	Amazon Kingfisher				F, M
<i>Chloroceryle americana</i> (Gmelin, 1788)	martim-pescador-pequeno	Green Kingfisher				M
Momotidae Gray, 1840						
<i>Baryphthengus ruficapillus</i> (Viellot, 1818)	juvuva-verde	Rufous-capped Motmot				M
Galbuliformes Fürbringer, 1888						
Galbulidae Vigors, 1825						
<i>Galbula ruficauda</i> Cuvier, 1816	ariramba-de-cauda-ruiva	Rufous-tailed Jacamar				F, G, M
Bucconidae Horsfield, 1821						
<i>Notharchus swainsoni</i> (Gray, 1846)	macuru-de-barriga-castanha	Buff-bellied Puffbird		CR		O
<i>Malacoptila striata</i> (Spix, 1824)	barbudo-rajado	Crescent-chested Puffbird	X			F, M
<i>Monasa morphoeus</i> (Hahn & Küster, 1823)	chora-chuva-de-cara-branca	White-fronted Nunbird		CR	EN	F, M
<i>Chelidoptera tenebrosa</i> (Pallas, 1782)	urubuzinho	Swallow-winged Puffbird		VU		F, M
Piciformes Meyer & Wolf, 1810						
Ramphastidae Vigors, 1825						
<i>Ramphastos vitellinus</i> Lichtenstein, 1823	tucano-de-bico-preto	Channel-billed Toucan				F, G, M
<i>Selenidera maculirostris</i> (Lichtenstein, 1823)	araçari-poca	Spot-billed Toucanet				O
<i>Pteroglossus aracari</i> (Linnaeus, 1758)	araçari-de-bico-branco	Black-necked Aracari				F, G, M
Picidae Leach, 1820						
<i>Picumnus cirratus</i> Temminck, 1825	pica-pau-anão-barrado	White-barré Piculet				F, M
<i>Melanerpes candidus</i> (Otto, 1796)	pica-pau-branco	White Woodpecker				F, M
<i>Melanerpes flavifrons</i> (Viellot, 1818)	benedito-de-testa-amarela	Yellow-fronted Woodpecker		VU		F, G, M
<i>Veniliornis affinis</i> (Swainson, 1821)	picapauzinho-avermelhado	Red-stained Woodpecker				F, G, M
<i>Piculus flavigula</i> (Boddaert, 1783)	pica-pau-bufador	Yellow-throated Woodpecker				F, M
<i>Piculus polyzonus</i> (Valenciennes, 1826)	pica-pau-dourado-grande	Brazilian Golden-green Woodpecker	X		EN	F, M
<i>Colaptes campestris</i> (Viellot, 1818)	pica-pau-do-campo	Campo Flicker				F, M
<i>Celeus flavescens</i> (Gmelin, 1788)	pica-pau-de-cabeça-amarela	Blond-crested Woodpecker				F, G, M
<i>Celeus flavus</i> (Statius Muller, 1776)	pica-pau-amarelo	Cream-colored Woodpecker		CR		F, M
<i>Celeus torquatus</i> (Boddaert, 1783)	pica-pau-de-coleira	Ringed Woodpecker		CR		F, G, M
<i>Dryocopus lineatus</i> (Linnaeus, 1766)	pica-pau-de-banda-branca	Lineated Woodpecker				F, M
<i>Campephilus robustus</i> (Lichtenstein, 1818)	pica-pau-rei	Robust Woodpecker				F, G, M
Cariamiformes Fürbringer, 1888						
Cariamidae Bonaparte, 1850						

Espécie	Nome Popular em Português	Nome Popular em Inglês	End	Status de Ameaça		Registro
				Estadual ¹	Nacional ²	
<i>Cariama cristata</i> (Linnaeus, 1766)	seriema	Red-legged Seriema				F, M
Falconiformes Bonaparte, 1831						
Falconidae Leach, 1820						
<i>Caracara plancus</i> (Miller, 1777)	caracará	Southern Caracara				F, M
<i>Milvago chimachima</i> (Vieillot, 1816)	carrapateiro	Yellow-headed Caracara				F, G, M
<i>Herpethothes cacinans</i> (Linnaeus, 1758)	acaúã	Laughing Falcon				F, G, M
<i>Micrastur ruficollis</i> (Vieillot, 1817)	falcão-caburé	Barred Forest-Falcon				F, G, M
<i>Micrastur mintoni</i> Whittaker, 2002	falcão-criptico	Cryptic Forest-Falcon				F, G, M
<i>Micrastur mirandollei</i> (Schlegel, 1862)	falcão-tanatau	Slaty-backed Forest-Falcon				G
<i>Micrastur semitorquatus</i> (Vieillot, 1817)	falcão-relógio	Collared Forest-Falcon				F, G, M
<i>Falco sparverius</i> Linnaeus, 1758	quiriquiri	American Kestrel				F, G, M
<i>Falco ruficularis</i> Daudin, 1800	cauré	Bat Falcon				F, M
<i>Falco femoralis</i> Temminck, 1822	falcão-de-coleira	Aplomado Falcon				F, M
Psittaciformes Wagler, 1830						
Psittacidae Rafinesque, 1815						
<i>Primolius maracana</i> (Vieillot, 1816)	maracanã-verdadeira	Blue-winged Macaw				F, G, M
<i>Diopsittaca nobilis</i> (Linnaeus, 1758)	maracanã-pequena	Red-shouldered Macaw				O
<i>Psittacara leucophthalmus</i> (Statius Muller, 1776)	periquitão-maracanã	White-eyed Parakeet				F, M
<i>Eupsittula aurea</i> (Gmelin, 1788)	periquito-rei	Peach-fronted Parakeet				F, G, M
<i>Pyrrhura cruentata</i> (Wied, 1820)	tiriba-grande	Blue-throated Parakeet	X	EN	VU	F, G, M
<i>Pyrrhura leucotis</i> (Kuhl, 1820)	tiriba-de-orelha-branca	Maroon-faced Parakeet	X	EN	VU	F, G, M
<i>Forpus xanthopterygius</i> (Spix, 1824)	tuium	Blue-winged Parrotlet				F, G, M
<i>Brotogeris tirica</i> (Gmelin, 1788)	periquito-rico	Plain Parakeet	X			F, G, M
<i>Touit surdus</i> (Kuhl, 1820)	apuim-de-cauda-amarela	Golden-tailed Parrotlet	X	EN	VU	O
<i>Pionus reichenowii</i> Heine, 1844	maitaca-de-barriga-azul	Reichenow's Parrot	X	VU		F, G, M
<i>Pionus maximiliani</i> (Kuhl, 1820)	maitaca-verde	Scaly-headed Parrot			CR	F, G, M
<i>Amazona farinosa</i> (Boddaert, 1783)	papagaio-moleiro	Mealy Parrot				F, G, M
<i>Amazona amazonica</i> (Linnaeus, 1766)	curica	Orange-winged Parrot				F, G, M
<i>Amazona rhodocorytha</i> (Salvadori, 1890)	chauá	Red-browed Parrot	X		VU	F, G, M
Passeriformes Linnaeus, 1758						
Thamnophilidae Swainson, 1824						
<i>Terenura maculata</i> (Wied, 1831)	zidedê	Streak-capped Antwren				O
<i>Myrmotherula axillaris</i> (Vieillot, 1817)	choquinha-de-flanco-branco	White-flanked Antwren				F, G, M
<i>Myrmotherula urosticta</i> (Sclater, 1857)	choquinha-de-rabo-cintado	Band-tailed Antwren	X		VU	O
<i>Formicivora grisea</i> (Boddaert, 1783)	papa-formiga-pardo	White-fringed Antwren			EN	F, M
<i>Formicivora rufa</i> (Wied, 1831)	papa-formiga-vermelho	Rusty-backed Antwren				F, G, M

Espécie	Nome Popular em Português	Nome Popular em Inglês	End	Status de Ameaça		Registro
				Estadual ¹	Nacional ²	
<i>Thamnomanes caesius</i> (Temminck, 1820)	ipeçuá	Cinereous Antshrike		CR	VU	G, M
<i>Rhopias gularis</i> (Spix, 1825)	choquinha-de-garganta-pintada	Star-throated Antwren	X			F
<i>Dysithamnus plumbeus</i> (Wied, 1831)	choquinha-chumbo	Plumbeous Antwren	X		EN	F, G, M
<i>Herpsilochmus rufimarginatus</i> (Temminck, 1822)	chorozinho-de-asa-vermelha	Rufous-winged Antwren				F, G, M
<i>Thamnophilus palliatus</i> (Lichtenstein, 1823)	choca-listrada	Chestnut-backed Antshrike	X			F, G, M
<i>Thamnophilus ambiguus</i> Swainson, 1825	choca-de-sooretama	Sooretama Slaty-Antshrike				F, G, M
<i>Taraba major</i> (Vieillot, 1816)	choró-boi	Great Antshrike				F, M
<i>Pyriglena leucoptera</i> (Vieillot, 1818)	papa-taoca-do-sul	White-shouldered Fire-eye	X			F, G, M
<i>Drymophila squamata</i> (Lichtenstein, 1823)	pintadinho	Scaled Antbird	X			F, G, M
Conopophagidae Sclater & Salvin, 1873						
<i>Conopophaga melanops</i> (Vieillot, 1818)	cuspidor-de-máscara-preta	Black-cheeked Gnatcatcher	X			F, G, M
Grallariidae Sclater & Salvin, 1873						
<i>Grallaria varia</i> (Boddaert, 1783)	tovacuçu	Variiegated Antpitta			VU	O
Formicariidae Gray, 1840						
<i>Formicarius colma</i> Boddaert, 1783	galinha-do-mato	Rufous-capped Antthrush		VU		F, G, M
Scleruridae Swainson, 1827						
<i>Sclerurus caudatus</i> (Vieillot, 1816)	vira-folha-pardo	Black-tailed Leaf-tosser		CR	CR	F, G, M
Dendrocolaptidae Gray, 1840						
<i>Dendrocincla turdina</i> (Lichtenstein, 1820)	arapaçu-liso	Plain-winged Woodcreeper				F, G, M
<i>Glyphorhynchus spirurus</i> (Vieillot, 1819)	arapaçu-bico-de-cunha	Wedge-billed Woodcreeper		VU		F, G, M
<i>Xiphorhynchus fuscus</i> (Vieillot, 1818)	arapaçu-rajado	Lesser Woodcreeper				F, G, M
<i>Xiphorhynchus guttatus</i> (Lichtenstein, 1820)	arapaçu-de-garganta-amarela	Buff-throated Woodcreeper		CR		F, G, M
<i>Dendroplex picus</i> (Gmelin, 1788)	arapaçu-de-bico-branco	Straight-billed Woodcreeper	X			O
<i>Lepidocolaptes squamatus</i> (Lichtenstein, 1822)	arapaçu-escamado	Scaled Woodcreeper				G, M
<i>Xiphocolaptes albicollis</i> (Vieillot, 1818)	arapaçu-de-garganta-branca	White-throated Woodcreeper				F, G, M
Xenopidae Bonaparte, 1854						
<i>Xenops minutus</i> (Sparrrman, 1788)	bico-virado-miúdo	Plain Xenops				F, G, M
<i>Xenops rutilans</i> Temminck, 1821	bico-virado-carijó	Streaked Xenops				F, M
Furnariidae Gray, 1840						
<i>Furnarius figulus</i> (Lichtenstein, 1823)	casaca-de-couro-da-lama	Wing-banded Hornero	X			F, M
<i>Furnarius rufus</i> (Gmelin, 1788)	joão-de-barro	Rufous Hornero				F, M
<i>Automolus leucophthalmus</i> (Wied, 1821)	barranqueiro-de-olho-branco	White-eyed Foliage-gleaner				F, G, M
<i>Philydor atricapillus</i> (Wied, 1821)	limpa-folha-coroado	Black-capped Foliage-gleaner				F, G, M
<i>Cichocolaptes leucophrus</i> (Jardine & Selby, 1830)	trepador-sobrancelha	Pale-browed Treehunter	X			G, M
<i>Phacelodomus rufifrons</i> (Wied, 1821)	joão-de-pau	Rufous-fronted Thornbird				F
<i>Certhiax cinnamomeus</i> (Gmelin, 1788)	curutié	Yellow-chinned Spinetail				F, M

Espécie	Nome Popular em Português	Nome Popular em Inglês	End	Status de Ameaça		Registro
				Estadual ¹	Nacional ²	
<i>Synallaxis frontalis</i> Peizeln, 1859	pPetrim	Sooty-fronted Spinetail				F
<i>Synallaxis spixi</i> Sciater, 1856	joão-teneném	Spix's Spinetail				O
Pipridae Rafinesque, 1815						
<i>Ceratopipra rubrocapilla</i> (Temminck, 1821)	cabeça-encarnada	Red-headed Manakin				F, G, M
<i>Manacus manacus</i> (Linnaeus, 1766)	rendeira	White-bearded Manakin				F, G, M
<i>Dixiphia pipra</i> (Linnaeus, 1758)	cabeça-branca	White-crowned Manakin				F, G, M
Oxyruncidae Ridgway, 1906 (1831)						
<i>Oxyruncus cristatus</i> Swainson, 1821	araponga-do-horto	Sharpbill				O
Onychorhynchidae Tello, Moyle, Marchese & Cracraft, 2009						
<i>Myiobius barbatus</i> (Gmelin, 1789)	assanhadinho	Whiskered Flycatcher				F, M
Tityridae Gray, 1840						
<i>Schiffornis turdina</i> (Wied, 1831)	flautim-marrom	Thrush-like Schiffornis	X	VU		F, G, M
<i>Laniocera hypopyrra</i> (Vieillot, 1817)	chorona-cinza	Cinereous Mourner		CR		F, M
<i>Tityra inquisitor</i> (Lichtenstein, 1823)	anambé-branco-de-bochecha-parda	Black-crowned Tityra				F, M
<i>Tityra cayana</i> (Linnaeus, 1766)	anambé-branco-de-rabo-preto	Black-tailed Tityra				F, G, M
<i>Pachyrhamphus viridis</i> (Vieillot, 1816)	caneleiro-verde	Green-backed Becard				F, G, M
<i>Pachyrhamphus castaneus</i> (Jardine & Selby, 1827)	caneleiro	Chestnut-crowned Becard				G, M
<i>Pachyrhamphus polychropterus</i> (Vieillot, 1818)	caneleiro-preto	White-winged Becard				G, M
<i>Pachyrhamphus marginatus</i> (Lichtenstein, 1823)	caneleiro-bordado	Black-capped Becard				F, G, M
<i>Pachyrhamphus validus</i> (Lichtenstein, 1823)	caneleiro-de-chapéu-preto	Crested Becard				F, G, M
Cotingidae Bonaparte, 1849						
<i>Lipaugus vociferans</i> (Wied, 1820)	cricrió	Screaming Piha		EN		F, G, M
<i>Xipholena atrapurpurea</i> (Wied, 1820)	anambé-de-asa-branca	White-winged Cotinga	X	CR	VU	F, M
<i>Procnias nudicollis</i> (Vieillot, 1817)	araponga	White Bellbird				F, G, M
<i>Cotinga maculata</i> (Statius Muller, 1776)	crejoá	Banded Cotinga	X	CR	CR	M
<i>Carpornis melanocephala</i> (Wied, 1820)	sabiá-pimenta	Black-headed Berryeater	X	VU	VU	F, M
Rhynchocyclidae Berlepsch, 1907						
<i>Mionectes oleagineus</i> (Lichtenstein, 1823)	abre-asa	Ochre-bellied Flycatcher				F, G, M
<i>Leptopogon amaurocephalus</i> Tschudi, 1846	cabeçudo	Sepia-capped Flycatcher				F, G, M
<i>Rhynchocyclus olivaceus</i> (Temminck, 1820)	bico-chato-grande	Olivaceous Flatbill		VU		F, G, M
<i>Tolmomyias sulphurescens</i> (Spix, 1825)	bico-chato-de-orelha-preta	Yellow-olive Flycatcher				O
<i>Tolmomyias poliocephalus</i> (Taczanowski, 1884)	bico-chato-de-cabeça-cinza	Gray-crowned Flycatcher				M
<i>Tolmomyias flaviventris</i> (Wied, 1831)	bico-chato-amarelo	Yellow-breasted Flycatcher				F, G, M
<i>Todirostrum poliocephalum</i> (Wied, 1831)	teque-teque	Yellow-lored Tody-Flycatcher	X			M
<i>Todirostrum cinereum</i> (Linnaeus, 1766)	ferrinho-relógio	Common Tody-Flycatcher				F, M
<i>Myiornis auricularis</i> (Vieillot, 1818)	miudinho	Eared Pygmy-Tyrant				F, G, M

Espécie	Nome Popular em Português	Nome Popular em Inglês	End	Status de Ameaça		Registro
				Estadual ¹	Nacional ²	
<i>Hemiriccus nidipendulus</i> (Wied, 1831)	tachuri-campainha	Hangnest Tody-Tyrant	X			O
Tyrannidae Vigors, 1825						
<i>Ornithion inermis</i> Hartlaub, 1853	poiaeiro-de-sobrancelha	White-lored Tyrannulet				F, M
<i>Campostoma obsoletum</i> (Temminck, 1824)	risadinha	Southern Beardless-Tyrannulet				F, M
<i>Elaenia flavogaster</i> (Thunberg, 1822)	guaracava-de-barriga-amarela	Yellow-bellied Elaenia				F, M
<i>Elaenia mesoleuca</i> (Depe, 1830)	tuque	Olivaceous Elaenia				O
<i>Elaenia cristata</i> Peizeln, 1868	guaracava-de-topete-uniforme	Plain-crested Elaenia				O
<i>Elaenia chiriquensis</i> Lawrence, 1865	chibum	Lesser Elaenia				O
<i>Myiopagis caniceps</i> (Swainson, 1835)	guaracava-cinzenta	Gray Elaenia				F, M
<i>Capsiempis flaveola</i> (Lichtenstein, 1823)	marianinha-amarela	Yellow Tyrannulet				F
<i>Phylomyias fasciatus</i> (Thunberg, 1822)	piolinho	Planalto Tyrannulet				F, M
<i>Attila rufus</i> (Vieillot, 1819)	capitão-de-saíra	Gray-hooded Attila	X			F, G, M
<i>Attila spadiceus</i> (Gmelin, 1789)	capitão-de-saíra-amarelo	Bright-rumped Attila		VU	VU	F, G, M
<i>Legatus leucophaeus</i> (Vieillot, 1818)	bem-te-vi-pirata	Piratic Flycatcher				O
<i>Myiarchus tuberculifer</i> (d'Orbigny & Lafresnaye, 1837)	maria-cavaleira-pequena	Dusky-capped Flycatcher				F, G, M
<i>Myiarchus swainsoni</i> Cabanis & Heine, 1859	irré	Swainson's Flycatcher				O
<i>Myiarchus ferox</i> (Gmelin, 1789)	maria-cavaleira	Short-crested Flycatcher				F, G, M
<i>Myiarchus tyrannulus</i> (Statius Muller, 1776)	maria-cavaleira-de-rabo-enferrujado	Brown-crested Flycatcher				F, G, M
<i>Sinystes sibilator</i> (Vieillot, 1818)	gritador	Sirystes				F, G, M
<i>Rhytipterna simplex</i> (Lichtenstein, 1823)	vissá	Grayish Mourner				F, G, M
<i>Pitangus sulphuratus</i> (Linnaeus, 1766)	bem-te-vi	Great Kiskadee				F, G, M
<i>Philohydor lictor</i> (Lichtenstein, 1823)	bentevizinho-do-brejo	Lesser Kiskadee				F, M
<i>Machetornis rixosa</i> (Vieillot, 1819)	suiriri-cavaleiro	Cattle Tyrant				F, M
<i>Myiodynastes maculatus</i> (Statius Muller, 1776)	bem-te-vi-rajado	Streaked Flycatcher				F, G, M
<i>Megarynchus pitangua</i> (Linnaeus, 1766)	neinei	Boat-billed Flycatcher				F, G, M
<i>Myiozetetes similis</i> (Spix, 1825)	bentevizinho-de-penacho-vermelho	Social Flycatcher				F, M
<i>Tyrannus melancholicus</i> Vieillot, 1819	suiriri	Tropical Kingbird				F, G, M
<i>Tyrannus savana</i> Vieillot, 1808	tesourinha	Fork-tailed Flycatcher				F, M
<i>Empidonomus varius</i> (Vieillot, 1818)	petica	Variagated Flycatcher				F, M
<i>Conopias trivirgatus</i> (Wied, 1831)	bem-te-vi-pequeno	Three-striped Flycatcher				O
<i>Colonia colonus</i> (Vieillot, 1818)	viuvinha	Long-tailed Tyrant				O
<i>Myiophobus fasciatus</i> (Statius Muller, 1776)	flipe	Bran-colored Flycatcher				O
<i>Fluvicola nengeta</i> (Linnaeus, 1766)	lavadeira-mascarada	Masked Water-Tyrant				F, M
<i>Arundinicola leucocephala</i> (Linnaeus, 1764)	freirinha	White-headed Marsh Tyrant				F, M
<i>Cnemotriccus fuscatus</i> (Wied, 1831)	guaracavuçu	Fuscous Flycatcher				F, M
<i>Lathrotriccus eulieri</i> (Cabanis, 1868)	enferrujado	Euler's Flycatcher				F, G, M

Espécie	Nome Popular em Português	Nome Popular em Inglês	Status de Ameaça		Registro
			Estadual ¹	Nacional ²	
<i>Contopus cinereus</i> (Spix, 1825)	papa-moscas-cinzeno	Tropical Pewee			F, G, M
<i>Satrapa icterophrys</i> (Vieillot, 1818)	suiriri-pequeno	Yellow-browed Tyrant			F, M
<i>Xolmis irupero</i> (Vieillot, 1823)	noivinha	White Monjita			F
Vireonidae Swainson, 1837					
<i>Cyclarhis gujanensis</i> (Gmelin, 1789)	pitiguari	Rufous-browed Peppershrike			G, M
<i>Vireo chivi</i> (Vieillot, 1817)	juruviaira	Chivi Vireo			F, G, M
<i>Hylophilus thoracicus</i> Temminck, 1822	vite-vite	Lemon-chested Greenlet			F, G, M
Hirundinidae Rafinesque, 1815					
<i>Pygochelidon cyanoleuca</i> (Vieillot, 1817)	andorinha-pequena-de-casa	Blue-and-white Swallow			F, M
<i>Stelgidopteryx ruficollis</i> (Vieillot, 1817)	andorinha-serradora	Southern Rough-winged Swallow			F, M
<i>Progne tapera</i> (Vieillot, 1817)	andorinha-do-campo	Brown-chested Martin			F, M
<i>Progne subis</i> (Linnaeus, 1758)	andorinha-azul	Purple Martin			O
<i>Progne chalybea</i> (Gmelin, 1789)	andorinha-doméstica-grande	Gray-breasted Martin			F, M
<i>Tachycineta albiventer</i> (Boddaert, 1783)	andorinha-do-rio	White-winged Swallow			F, M
<i>Tachycineta leucorhoa</i> (Vieillot, 1817)	andorinha-de-sobre-branco	White-rumped Swallow			F, M
<i>Hirundo rustica</i> Linnaeus, 1758	andorinha-de-bando	Barn Swallow			F, M
Troglodytidae Swainson, 1831					
<i>Troglodytes musculus</i> Naumann, 1823	corruíra	Southern House Wren			F, G, M
<i>Campylorhynchus turdinus</i> (Wied, 1831)	catatau	Thrush-like Wren			F, G, M
<i>Pheugopedius genibarbis</i> (Swainson, 1838)	garrinchão-pai-avô	Moustached Wren			F, G, M
Donacobiidae Aleixo & Pacheco, 2006					
<i>Donacobius atricapilla</i> (Linnaeus, 1766)	japacanim	Black-capped Donacobius			F, M
Polioptilidae Baird, 1858					
<i>Ramphococcyx melanurus</i> Vieillot, 1819	bico-assovelado	Long-billed Gnatwren			G, M
Turdidae Rafinesque, 1815					
<i>Turdus flavipes</i> Vieillot, 1818	sabiá-una	Yellow-legged Thrush			F, M
<i>Turdus leucomelas</i> Vieillot, 1818	sabiá-barranco	Pale-breasted Thrush			F, M
<i>Turdus fumigatus</i> Lichtenstein, 1823	sabiá-da-mata	Cocoa Thrush	VU		F, G, M
<i>Turdus rufiventris</i> Vieillot, 1818	sabiá-laranjeira	Rufous-bellied Thrush			F, M
<i>Turdus amaurochalinus</i> Cabanis, 1850	sabiá-poca	Creamy-bellied Thrush			F, M
<i>Turdus albicollis</i> Vieillot, 1818	sabiá-coleira	White-necked Thrush			O
Mimidae Bonaparte, 1853					
<i>Mimus gilvus</i> (Vieillot, 1807)	sabiá-da-praia	Tropical Mockingbird		EN	F, M
<i>Mimus saturninus</i> (Lichtenstein, 1823)	sabiá-do-campo	Chalk-browed Mockingbird			F, M
Motacillidae Horsfield, 1821					

Espécie	Nome Popular em Português	Nome Popular em Inglês	End	Status de Ameaça Estadual ¹	Status de Ameaça Nacional ²	Registro
<i>Anthus lutescens</i> Pucheran, 1855	caminheiro-zumbidor	Yellowish Pipit				F, M
Passerellidae Cabanis & Heine, 1850						
<i>Zonotrichia capensis</i> (Statius Muller, 1776)	tico-tico	Rufous-collared Sparrow				O
<i>Ammodramus humeralis</i> (Bosc, 1792)	tico-tico-do-campo	Grassland Sparrow				O
<i>Arremon taciturnus</i> (Hermann, 1783)	tico-tico-de-bico-preto	Pectoral Sparrow				O
Parulidae Wetmore, Friedmann, Lincoln, Miller, Peters, van Rossem, Van Tyne & Zimmer 1947						
<i>Setophaga pitiayumi</i> (Vieillot, 1817)	mariquita	Tropical Parula				F, G, M
<i>Geothlypis aequinoctialis</i> (Gmelin, 1789)	pia-cobra	Masked Yellowthroat				F, G, M
Icteridae Vigors, 1825						
<i>Psarocolius decumanus</i> (Pallas, 1769)	japu	Crested Oropendola				F, M
<i>Coccyz haemorrhous</i> (Linnaeus, 1766)	guaxe	Red-rumped Cacique				F, G, M
<i>Icterus pyrrhopterus</i> (Vieillot, 1819)	encontro	Variable Oriole				F, M
<i>Icterus jamacaii</i> (Gmelin, 1788)	corupião	Campo Troupial	X			F, M
<i>Gnorimopsar chopi</i> (Vieillot, 1819)	graúna	Chopi Blackbird				F, M
<i>Agelastacus cyanopus</i> (Vieillot, 1819)	carretão	Unicolored Blackbird				O
<i>Chrysomys ruficapillus</i> (Vieillot, 1819)	garibaldi	Chestnut-capped Blackbird				F, M
<i>Molothrus rufoaxillaris</i> Cassin, 1866	vira-bosta-picumã	Screaming Cowbird				F, M
<i>Molothrus oryzivorus</i> (Gmelin, 1788)	iraúna-grande	Giant Cowbird				O
<i>Molothrus bonariensis</i> (Gmelin, 1789)	vira-bosta	Shiny Cowbird				F, M
<i>Sturnella superciliosa</i> (Bonaparte, 1850)	polícia-inglesa-do-sul	White-browed Blackbird				F, M
Thraupidae Cabanis, 1847						
<i>Coereba flaveola</i> (Linnaeus, 1758)	cambacica	Bananaquit				F, M
<i>Salpinctes obsoletus</i> (Vieillot, 1817)	bico-de-pimenta	Black-throated Saltator				F
<i>Salpinctes obsoletus</i> (Vieillot, 1817)	tempera-viola	Buff-throated Saltator				F, M
<i>Nemosia pileata</i> (Boddaert, 1783)	saíra-de-chapéu-preto	Hooded Tanager				F, M
<i>Tachyphonus coronatus</i> (Vieillot, 1822)	tiê-preto	Ruby-crowned Tanager				F, M
<i>Ramphocelus bresilius</i> (Linnaeus, 1766)	tiê-sangue	Brazilian Tanager	X			F, M
<i>Lanio cristatus</i> (Linnaeus, 1766)	tiê-galo	Flame-crested Tanager				F, M
<i>Lanio pileatus</i> (Wied, 1821)	tico-tico-rei-cinza	Pileated Finch				F, M
<i>Tangara brasiliensis</i> (Linnaeus, 1766)	cambada-de-chaves	White-bellied Tanager	X			F, M
<i>Tangara cyanomelas</i> (Wied, 1830)	saíra-pérola	Silver-breasted Tanager	X			F, M
<i>Tangara seledon</i> (Statius Muller, 1776)	saíra-sete-cores	Green-headed Tanager				F, M
<i>Tangara sayaca</i> (Linnaeus, 1766)	sanhaçu-cinzento	Sayaca Tanager				F, M
<i>Tangara palmarum</i> (Wied, 1823)	sanhaçu-do-coqueiro	Palm Tanager				F, M
<i>Tangara cayana</i> (Linnaeus, 1766)	saíra-amarela	Burnished-buff Tanager				F, M

Espécie	Nome Popular em Português	Nome Popular em Inglês	End	Status de Ameaça		Registro
				Estadual ¹	Nacional ²	
<i>Cissopis leverianus</i> (Gmelin, 1788)	tietinga	Magpie Tanager				O
<i>Schistochlamys melanopis</i> (Latham, 1790)	sanhaçu-de-coleira	Black-faced Tanager				F, M
<i>Paroaria dominicana</i> (Linnaeus, 1758)	cardeal-do-nordeste	Red-cowled Cardinal	X			F, M
<i>Tersina viridis</i> (Illiger, 1811)	sai-andorinha	Swallow Tanager				M
<i>Dacnis cayana</i> (Linnaeus, 1766)	sai-azul	Blue Dacnis				F, M
<i>Cyanerpes cyaneus</i> (Linnaeus, 1766)	saira-beija-flor	Red-legged Honeycreeper				F, M
<i>Chlorophanes spiza</i> (Linnaeus, 1758)	sai-verde	Green Honeycreeper				O
<i>Hemithraupis ruficapilla</i> (Vieillot, 1818)	saira-ferrugem	Rufous-headed Tanager	X			O
<i>Hemithraupis flavicollis</i> (Vieillot, 1818)	saira-galega	Yellow-backed Tanager				F, G, M
<i>Conirostrum speciosum</i> (Temminck, 1824)	figuinha-de-rabo-castanho	Chestnut-vented Conebill				F, M
<i>Sicalis flaveola</i> (Linnaeus, 1766)	canário-da-terra-verdadeiro	Saffron Finch				F, M
<i>Sicalis luteola</i> (Sparrman, 1789)	tipio	Grassland Yellow-Finch				F, M
<i>Emberizoides herbicola</i> (Vieillot, 1817)	canário-do-campo	Wedge-tailed Grass-Finch				F, M
<i>Volatinia jacarina</i> (Linnaeus, 1766)	tiziu	Blue-black Grassquit				F, M
<i>Sporophila collaris</i> (Boddaert, 1783)	coleiro-do-brejo	Rusty-collared Seedeater				F, M
<i>Sporophila nigricollis</i> (Vieillot, 1823)	baiano	Yellow-bellied Seedeater				F, M
<i>Sporophila ardesiaca</i> (Dubois, 1894)	papa-capim-de-costas-cinzas	Dubois's Seedeater	X			F, M
<i>Sporophila caerulescens</i> (Vieillot, 1823)	coleirinho	Double-collared Seedeater				F, M
<i>Sporophila leucoptera</i> (Vieillot, 1817)	chorão	White-bellied Seedeater				F, G, M
<i>Sporophila bouvreuil</i> (Statius Muller, 1776)	caboclinho	Cooper Seedeater				F, M
<i>Sporophila angolensis</i> (Linnaeus, 1766)	curió	Chestnut-bellied Seed-Finch		CR		F, M
<i>Tiaris fuliginosus</i> (Wied, 1830)	cigarra-do-coqueiro	Sooty Grassquit				O
Cardinalidae Ridgway, 1901						
<i>Habia rubica</i> (Vieillot, 1817)	tiê-do-mato-grosso	Red-crowned Ant-Tanager				F, G, M
<i>Caryothraustes canadensis</i> (Linnaeus, 1766)	furriel	Yellow-green Grosbeak				F, G, M
<i>Cyanoloxia brissonii</i> (Lichtenstein, 1823)	azulão	Ultramarine Grosbeak				O
Fringillidae Leach, 1820						
<i>Euphonia chlorotica</i> (Linnaeus, 1766)	fm-fm	Purple-throated Euphonia				F, G, M
<i>Euphonia violacea</i> (Linnaeus, 1758)	gaturamo-verdadeiro	Violaceous Euphonia				F, G, M
<i>Euphonia xanthogaster</i> Sundevall, 1834	fm-fm-grande	Orange-bellied Euphonia				F, M
<i>Euphonia pectoralis</i> (Latham, 1801)	ferro-velho	Chestnut-bellied Euphonia				O
Passeridae Rafinesque, 1815						
<i>Passer domesticus</i> (Linnaeus, 1758)	pardal	House Sparrow				F, M

Existem espécies ou grupos de espécies de aves cuja presença é considerada como um indicador importante da qualidade e do grau de conservação de uma determinada área, seja ela florestal ou não. Neste grupo estão incluídos gaviões e outras aves de rapina de grande porte que necessitam de presas maiores e de grandes territórios para se manter, bem como papagaios e outros psitacídeos que só nidificam em árvores com cavidades compatíveis com seu tamanho e que são encontradas apenas em florestas maduras e bem preservadas. Outro grupo indicador importante compreende espécies que são caçadas para o consumo da carne pelo homem. Este grupo inclui aves frugívoras de médio-grande porte que também precisam de grandes territórios, que ocorrem em baixas densidades, que demoram para atingir a maturidade sexual e que produzem poucos filhotes por estação reprodutiva, o que torna sua conservação uma tarefa ainda mais complexa.

Na RNV todos esses grupos estão muito bem representados, atestando de maneira inequívoca o alto grau de conservação desta floresta. A presença frequente da harpia ou gavião-real (*Harpia harpyja*; Figura 1), incluindo registros recentes (Srbek-Araujo & Chiarello, 2006; Aguiar-Silva *et al.*, 2012;

Magnago, 2015), demonstra que esta reserva abriga uma pequena população deste gavião, hoje praticamente extinto na Mata Atlântica, onde as poucas populações remanescentes encontram-se isoladas umas das outras. Harpias consomem mamíferos de médio-grande porte, como macacos, ouriços, preguiças e tamanduás-de-colete, auxiliando no controle de suas populações. O gavião-de-penacho (*Spizaetus ornatus*), de maneira similar à harpia, é hoje também muito raro na Mata Atlântica, onde era outrora registrado desde Alagoas até o Rio Grande do Sul e Argentina. Embora comum na Amazônia, hoje é dificilmente visto na Mata Atlântica, sendo a RNV uma das únicas localidades neste bioma onde a espécie é ainda vista com alguma regularidade.

A RNV é ainda mais importante para a conservação dos frugívoros de médio-grande porte, notadamente aqueles pertencentes às Ordens Tinamiformes e Galliformes. Macucos e inhambus possuem um papel essencial na regeneração das florestas, disseminando as sementes de árvores frutíferas que são coletadas no solo. Vivem solitários ou em casais e vagueiam pelo chão das florestas mais bem conservadas,



Figura 1: A harpia ou gavião-real é uma ave praticamente extinta na Mata Atlântica, mas ainda há indivíduos se reproduzindo na RNV. Foto: Gustavo Magnago.

geralmente ocupando territórios extensos. Por causa da sua carne, foram intensamente caçados por toda Mata Atlântica e desapareceram daquelas áreas onde o desmatamento foi intenso ou de fragmentos onde houve modificações importantes na estrutura da vegetação. O macuco (*Tinamus solitarius*) é a maior espécie da Família Tinamidae na Mata Atlântica e foi considerado abundante em toda a sua ampla distribuição neste bioma, sendo encontrado antigamente desde o estado de Pernambuco até a Argentina e Paraguai (Amaral & Silveira, 2004). Hoje, extinto na imensa maioria das localidades, pode ser visto com relativa facilidade em algumas UCs localizadas em matas de altitude no estado de São Paulo (Parque Estadual Intervales, por exemplo), mas praticamente desapareceu das matas de baixada em todo o Brasil (Amaral & Silveira, 2004). Em situação parecida encontra-se o jaó-do-sul (*Crypturellus noctivagus noctivagus*), que consta na lista nacional de espécies ameaçadas e que tem na RNV um dos seus últimos redutos, motivo pela qual a RNV é especialmente importante para a conservação destas espécies, visto que é uma das únicas localidades onde estas aves podem ainda ser registradas nas matas de baixada.

Certamente, a ave mais emblemática hoje

vivendo na RNV e que ajudou a tornar esta reserva mundialmente famosa e reconhecida para a conservação das aves da Mata Atlântica é o mutum-do-sudeste (*Crax blumenbachii*; Figura 2). Este grande mutum (a maior espécie da Família Cracidae vivendo na Mata Atlântica) foi descrito pelo naturalista Spix, em 1825, e batizado em homenagem ao seu orientador, Johann Friedrich Blumenbach, naturalista e antropólogo alemão. Os exemplares que foram utilizados para a descrição deste mutum foram coletados ainda bem próximos da cidade do Rio de Janeiro, o que indica como a espécie era facilmente obtida naquela época. Este mutum distribuía-se desde o sul da Bahia até o centro-sul do Rio de Janeiro, chegando também até o leste de Minas Gerais, sempre em áreas de floresta de baixada ou tabuleiros (Silveira *et al.*, 2005). Os maiores indivíduos podiam chegar a pesar cerca de 4,5 kg, o que fazia desta ave uma cobiçada peça de caça. Esta ave serviu de alimento para todos os naturalistas que passaram pelo seu hábitat durante o século XIX e não era incomum encontrar acampamentos de índios (incluindo os temidos botocudos) repletos de penas e restos destas aves, conforme apontado diversas vezes pelo Príncipe de Wied-Neuwied (Wied, 1820). Contudo, o



Figura 2: Macho do mutum-do-sudeste. A conservação desta espécie endêmica da Mata Atlântica brasileira e extremamente ameaçada de extinção depende fundamentalmente da preservação das florestas da região na qual se insere a RNV, onde são vistas as maiores populações desta espécie. Foto: Gustavo Magnago.

mutum-do-sudeste necessita de áreas bem conservadas, sendo muito sensível à fragmentação e à degradação do seu ambiente. Durante o século XX, com o avanço das frentes de desmatamento no sudeste brasileiro, foi rapidamente extinto no estado do Rio de Janeiro e em Minas Gerais, onde hoje só sobrevivem populações reintroduzidas (Silveira *et al.*, 2005). No Espírito Santo e na Bahia as populações remanescentes foram rapidamente extirpadas e em poucas décadas este mutum passou de espécie razoavelmente comum para uma das aves mais ameaçadas de desaparecer em toda a América do Sul (Silveira *et al.*, 2005). Embora ainda existam populações vivendo em algumas UCs no sul da Bahia, registros recentes neste estado são muito raros. A maioria dos parques do sul da Bahia foi invadida ou não conta com um mínimo sistema de vigilância e proteção contra caçadores, os quais não deixam de perseguir a espécie, fazendo com que o número de indivíduos nestas áreas seja muito baixo e, em alguns casos, levando-a a ser considerada provavelmente extinta localmente. Por outro lado, há um bom número de mutuns-do-sudeste vivendo na RNV (Srbek-Araujo *et al.*, 2012), o que torna esta reserva o local mais importante do planeta para o estudo e para a conservação desta espécie. O mutum-do-

sudeste pode ser visto especialmente na porção norte da RNV, em pares ou em pequenos grupos familiares, e sua reprodução foi recentemente bem documentada (Alves, 2014). A espécie ocorre também na RBS, embora estimativas mais precisas sobre o número de indivíduos e seu *status* nesta reserva sejam ainda inexistentes. Neste panorama, hoje a RNV é considerada a maior garantia para a conservação deste endemismo da Mata Atlântica de baixada.

CONSIDERAÇÕES FINAIS

Conforme descrito na introdução, as matas de tabuleiros foram as que mais sofreram com o desmatamento e a descaracterização em todo o bioma. Boa parte dos 12% que restaram da Mata Atlântica está concentrada nas áreas em terrenos mais altos, onde estão hoje também os fragmentos maiores e com maior conectividade. Nestas florestas de baixada evoluíram durante milhões de anos, aves e outros organismos únicos e que nelas ficaram restritos em virtude de suas exigências ambientais, comportamentais e climáticas. Assim sendo, a derrubada destas matas leva consigo toda uma comunidade única de seres vivos. A importância da RNV para a conservação das aves



Figura 3: As maiores populações do chauá, espécie endêmica da Mata Atlântica brasileira e ameaçada de extinção, são encontradas na RNV. Foto: Gustavo Magnago.

de baixada é ainda maior porque, nesta reserva, estão provavelmente as maiores populações mundiais de aves endêmicas e ameaçadas da Mata Atlântica, como as do papagaio-chauá (*Amazona rhodocorytha*; Figura 3), da tiriba-de-orelha-branca (*Pyrrhura leucotis*; Figura 4), da tiriba-grande (*P. cruentata*), da maitaca-de-barriga-azul (*Pionus reichenowi*), do surucuá-de-coleira (*Trogon collaris eytoni*), do pica-pau-de-coleira (*Celeus torquatus tinnunculus*), do jacu-estalo

(*Neomorphus geoffroyi dulcis*), do falcão-críptico (*Micrastur mintoni*; Figura 5) e do urutau-de-asa-branca (*Nyctibius leucopterus*; Figura 6) (Costa *et al.*, 2010, Simon & Magnago, 2013, Srbek-Araujo *et al.*, 2014), este último recém-redescoberto na Mata Atlântica, onde não era visto por mais de 100 anos. Isso tudo torna a RNV hoje, a Reserva mais importante para a conservação das aves de baixada da Mata Atlântica. O superlativo número de 391 espécies já registradas na RNV, com tamanha



Figura 4: A tiriba-de-orelha-branca é outra espécie endêmica da Mata Atlântica brasileira e ameaçada de extinção que conta com boas populações no interior das florestas da RNV. Foto: Gustavo Magnago.



Figura 5: O falcão-críptico permaneceu sem registros por quase 40 anos na Mata Atlântica, tendo sido redescoberto recentemente na RNV. Foto: Gustavo Magnago.



Figura 6: O urutau-de-asa-branca é uma das aves mais raras da região neotropical. Foi descrito com base em um único exemplar coletado na Mata Atlântica pelo Príncipe de Wied, no século XIX, e só foi reencontrado um século depois. Foto: Gustavo Magnago.

concentração de táxons ameaçados em nível estadual e nacionalmente, demonstra por si só a importância desta área e reforça a necessidade de proteger contra incêndios e caçadores este último remanescente dessa formação vegetal hoje tão ameaçada quanto as aves que ali habitam.

AGRADECIMENTOS

Agradecemos aos inúmeros ornitólogos e observadores de aves que contribuíram com seus dados para a compilação da lista de aves da RNV. Ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq) pela bolsa de Produtividade em Pesquisa concedida a LFS. Aos pesquisadores, Ana Carolina Srbek de Araujo, Fábio Amaral e Marcelo Vasconcelos, que gentilmente revisaram este capítulo, contribuindo com sugestões importantes.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Aguiar-Silva, F.H.; Sanaiotti, T.M.; Jaudoin, O.; Srbek-Araujo, A.C.; Siqueira, G.S. & Banhos, A. 2012. Harpy Eagle sightings, traces and nesting records at "Reserva Natural Vale", a Brazilian Atlantic Forest remnant in Espírito Santo, Brazil. *Revista Brasileira de Ornitologia* 20 (2): 62-69.
- Alves, F. 2014. Densidade populacional, organização social e seleção de hábitat pelo mutum-do-sudeste *Crax blumenbachii* na Reserva Natural Vale, Linhares, Espírito Santo. Dissertação (mestrado), Instituto de Biociências da Universidade de São Paulo.
- Amaral, F.S.R. & Silveira, L.F. 2004. *Tinamus solitarius pernambucensis* Berla, 1946 é sinônimo de *Tinamus solitarius* (Vieillot, 1819). *Revista Brasileira de Ornitologia* 12 (1): 33-41.
- Barroso, G. 1941. O Brasil na lenda e na cartografia antiga. Rio de Janeiro, Companhia Editora Nacional.
- Collar, N.J. 1986. The Best-kept Secret in Brazil. *World Birdwatch* 8 (2): 14-15.
- Costa, T.V.V.; Andretti, C.B.; Laranjeiras, T.O. & Rosa, G.A.B. 2010. Discovery of White-Winged Potoo *Nyctibius leucopterus* in Espírito Santo, Brazil, with remarks on its distribution and conservation in the Atlantic Forest. *Bulletin of the British Ornithologists' Club* 130 (4): 260-265.
- Eken, G.; Bennun, L.; Brooks, T.M.; Darwall, W.; Fishpool, L.D. & Foster, M. 2004. Key biodiversity areas as site conservation targets. *BioScience* 54 (12): 1110-1118.
- Ferraz, A.L.P. 1939. Terra de Ibirapitanga. Rio de Janeiro, Imprensa Nacional.
- Fundação SOS Mata Atlântica & INPE. 2014. Atlas dos Remanescentes Florestais da Mata Atlântica - Período 2012-2013. São Paulo, Fundação SOS

- Mata Atlântica e Instituto Nacional de Pesquisas Espaciais. Disponível em: http://www.sosma.org.br/wp-content/uploads/2014/05/atlas_2012-2013_relatorio_tecnico_20141.pdf.
- Galindo-Leal, C. & Câmara, I.G. 2003. Atlantic Forest Hotspot Status: an overview. Pp 3–11. In: Galindo-Leal, C. & Câmara, I.G. (Eds.). The Atlantic Forest of South America: Biodiversity status, threats, and outlook. Washington, Island Press.
- IBGE. 2013. Anuário estatístico do Brasil. Rio de Janeiro, Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística. Disponível em: <http://loja.ibge.gov.br/anuario-estatistico-do-brasil-2013.html>.
- Magnago, G.R. 2015. [WA1607624, *Harpia harpyja* (Linnaeus, 1758)]. Wiki Aves - A Enciclopédia das Aves do Brasil. Disponível em: <<http://www.wikiaves.com/1607624>> Acesso em: 21 Mai 2015.
- Mittermeier, R.A.; Gil, P.R.; Hoffmann, M.; Pilgrim, J.; Brooks, T.; Mittermeier, C.G.; Lamoreux, J. & Fonseca, G.A.B. 2004. Hotspots Revisited: Earth's Biologically Richest and Most Endangered Terrestrial Ecoregions. Chicago, University of Chicago Press.
- MMA. 2000. Avaliação e ações prioritárias para a conservação da biodiversidade da mata atlântica e campos sulinos. Brasília, Ministério do Meio Ambiente.
- MMA. 2014. Portaria nº 444, de 17 de dezembro de 2014: Lista Nacional Oficial de Espécies da Fauna Ameaçadas de Extinção. Brasília, Ministério do Meio Ambiente. Disponível em: <http://www.icmbio.gov.br/portal/biodiversidade/fauna-brasileira/lista-de-especies.html>.
- Paynter, R.A. & Traylor, M.A. 1991. Ornithological gazetteer of Brazil. Cambridge, Museum of Comparative Zoology, Harvard University.
- Pereira, G.; Dantas, S.; Silveira, L.F.; Roda, S.; Albano, C.; Sonntag, F.; Periquito, M.; Malacco, G.B. & Lees, A. 2014. Status of the globally threatened forest birds of northeast Brazil. *Papéis Avulsos de Zoologia* 54: 177–194.
- Ribeiro, M.C.; Metzger, J.P.; Martensen, A.C.; Ponzoni, F. & Hirota, M. 2009. Brazilian Atlantic forest: how much is left, and how is the remaining forest distributed? Implications for conservation. *Biological Conservation* 142: 1141–1153.
- Szwarcz, L.M. & Starling, H.M. 2015. Brasil: uma biografia. São Paulo, Companhia das Letras.
- Silva, J.M.C. & Casteleti, C.H.M. 2003. Status of the Biodiversity of the Atlantic Forest of Brazil. Pp 43–59. In: Galindo-Leal, C. & Câmara, I.G. (Eds.). The Atlantic Forest of South America: Biodiversity status, threats, and outlook. Washington, Island Press.
- Silveira, L.F.; Olmos, F.; Bianchi, C.; Simpson, J.; Azeredo, R.; McGowan, P. & Collar, N. 2005. Action plan for the conservation of the Red-billed Curassow *Crax blumenbachii* a flagship species for the Brazilian Atlantic Forest. São Paulo, Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis (IBAMA).
- Simon, J.E. & Magnago, G.R. 2013. Rediscovery of the Cryptic Forest-Falcon *Micrastur mintoni* Whittaker, 2002 (Falconidae) in the Atlantic Forest of Southeastern Brazil. *Revista Brasileira de Ornitologia* 21 (4): 257–262.
- Simon, J.E.; Antas, P.T.Z.; Pacheco, J.F.; Efê, M.A.; Ribon, R.; Raposo, M.A.; Laps, R.R.; Musso, C.; Passamani, J. A. & Paccagnella, S.G. 2007. As Aves Ameaçadas de Extinção no Estado do Espírito Santo. Pp 47–64. In: Passamani, M. & Mendes, S. L. (Orgs.). Espécies da Fauna Ameaçadas de Extinção no Estado do Espírito Santo. Vitória, GSA.
- Srbek-Araujo, A.C. & Chiarello, A.G. 2006. Registro recente de harpia, *Harpia harpyja* (Linnaeus) (Aves, Accipitridae), na Mata Atlântica da Reserva Natural Vale do Rio Doce, Linhares, Espírito Santo, e implicações para a conservação regional da espécie. *Revista Brasileira de Zoologia* 23 (4): 1264–1267.
- Srbek-Araujo, A.C.; Simon, J.E.; Magnago, G.R.; Pacheco, J.F.; Fonseca, P.S.M.; Whitney, B.M. & Silveira, L.F. 2014. A avifauna da Reserva Natural Vale, Linhares, Espírito Santo, Brasil. *Ciência & Ambiente* 49: 169–191.
- Srbek-Araujo, A.C.; Silveira, L.F. & Chiarello, A.G. 2012. The Red-Billed Curassow (*Crax blumenbachii*): Habitat use, social organization and daily activity patterns. *The Wilson Journal of Ornithology* 124 (2): 321–327.
- Wied [-Neuwied], A.P.M. 1820. Reise nach Brasilien in den Jahren 1815 bis 1817. Frankfurt, Heinrich Ludwig Brönnner.

25

EFEITOS DA PROXIMIDADE E
CONECTIVIDADE A UMA FLORESTA
CONTÍNUA SOBRE PEQUENOS
MAMÍFEROS

Mariana Ferreira Rocha, Marcelo Passamani, Ludmilla Portela
Zambaldi, Vinicius Chaga Lopes & Sergio Barbiero Lage

INTRODUÇÃO

A fragmentação de habitat pode ser entendida como um “processo no qual uma grande quantidade de habitat é transformada em remanescentes de menor tamanho, isolados uns dos outros por uma matriz de habitat diferente do original” (Wilcove *et al.*, 1986). Seguindo este conceito, podem ser identificados quatro efeitos diretos desse processo: I) aumento do número de fragmentos florestais e II) consequente diminuição do tamanho dos remanescentes; III) perda da quantidade de vegetação original e IV) aumento do isolamento entre os fragmentos (Fahrig, 2003; Fernandez, 2004; Bennet & Saunders, 2010). Dentre esses efeitos, a redução do tamanho e o aumento do isolamento são particularmente importantes, uma vez que provocam perdas expressivas de diversidade (MacArthur & Wilson, 1967; Laurance *et al.*, 1998; Chiarello, 1999; Ferraz *et al.*, 2007; Vieira *et al.*, 2009; Garmendia *et al.*, 2013).

A Mata Atlântica no estado do Espírito Santo possui um histórico de degradação e fragmentação resultante de mais de 500 anos de exploração (Pereira, 2007; Thomaz, 2010). Inicialmente coberto por quase 90% de florestas (Pereira, 2007; Thomaz, 2010), o território capixaba detém atualmente pouco mais de 10% de sua cobertura

florestal original (SOS Mata Atlântica & Inpe, 2014). Ainda, a maioria dos fragmentos florestais remanescentes é de pequeno tamanho e está isolada espacialmente. Essa situação é verdadeira também quando consideramos toda a extensão da Mata Atlântica no Brasil (Ribeiro *et al.*, 2009).

O bloco florestal no qual se insere a Reserva Natural Vale (RNV) é um dos poucos remanescentes contínuos do Espírito Santo. Esta reserva possui 22.711 ha e representa quase 5% da área de floresta remanescente desse estado (SOS Mata Atlântica & Inpe, 2014). Juntamente com a Reserva Biológica de Sooretama e outras duas reservas particulares a elas conectadas (RPPN Mutum-Preto e RPPN Recanto das Antas), a RNV constitui um dos poucos remanescentes florestais da Mata Atlântica brasileira com mais de 10.000 ha (ver Ribeiro *et al.*, 2009), denominado Bloco Linhares-Sooretama. Este é reconhecidamente importante para a conservação da biodiversidade, uma vez que representa um dos 14 centros com alta diversidade vegetal no Brasil (Peixoto & Silva, 1997), é a área mais rica em espécies de mamíferos de toda a Mata Atlântica (Srbek-Araujo *et al.*, 2014) e um dos últimos refúgios no Espírito Santo para várias espécies nacionalmente ameaçadas de extinção, como a onça-pintada (*Panthera onca*) e o tatu-canastra (*Priodontes maximus*) (Chiarello, 1999;

Marsden *et al.*, 2001; Srbek-Araujo & Chiarello, 2006; Srbek-Araujo *et al.*, 2014). A paisagem no entorno da RNV está constituída por diferentes tipos de matrizes, principalmente por pastagens e plantações de eucalipto, mamão e café (Rolim *et al.*, 2005; Peixoto *et al.*, 2008) e por fragmentos florestais de diferentes tamanhos, formas e graus de isolamento. Alguns destes fragmentos possuem formato linear e estão localizados a diferentes distâncias da RNV.

Fragmentos lineares conectados reduzem o isolamento e podem funcionar como estratégias de conservação em paisagens fragmentadas (Beier & Noss, 1998; Pardini *et al.*, 2005). É provável que esses elementos ganhem importância em paisagens que ainda possuem grandes blocos de vegetação remanescente, uma vez que, em uma escala de paisagem, essas grandes florestas podem promover um *spillover* de biodiversidade, funcionando como fonte de espécies e/ou benefícios para os fragmentos do entorno, aumentando o valor destes remanescentes menores para a conservação (Ricketts, 2004; Brudvig *et al.*, 2009). Apesar disso, o conhecimento sobre o funcionamento de fragmentos lineares em paisagens que ainda detêm grandes remanescentes florestais é incipiente, especialmente em nível nacional e no domínio da Mata Atlântica, apesar de ser fundamental para guiar estratégias de conservação.

Nesse sentido, o objetivo geral do presente estudo foi analisar a composição, a estrutura e a diversidade da comunidade de pequenos mamíferos na RNV, em fragmentos lineares conectados a ela e em fragmentos lineares não conectados, visando avaliar como a proximidade com a floresta contínua influencia a comunidade de pequenos mamíferos nos fragmentos lineares do entorno. Adicionalmente, também foi avaliado o efeito da presença de corredores de vegetação em paisagens que possuem grandes blocos de remanescente florestal. As hipóteses desse trabalho foram: I) a distância dos fragmentos lineares até a floresta contínua influencia a composição e a estrutura de pequenos mamíferos nestes fragmentos, sendo a comunidade de pequenos mamíferos nos fragmentos lineares conectados mais similar ao interior e à borda da floresta contínua em comparação com os fragmentos lineares não conectados; II) a diversidade alfa é

maior na floresta contínua (interior e borda) do que nos fragmentos lineares; III) a diversidade beta é maior nos sítios conectados (floresta contínua e fragmento linear conectado) do que no fragmento linear não conectado.

MATERIAL E MÉTODOS

Desenho Amostral

A amostragem de pequenos mamíferos não voadores foi realizada em 20 sítios amostrais, distantes em média 6.917 m, e divididos em quatro tratamentos: (I) interior de floresta contínua; (II) borda de floresta contínua; (III) fragmentos florestais lineares conectados à floresta contínua e (IV) fragmentos florestais lineares não conectados, considerando cinco réplicas para cada tratamento (Figura 1 e Tabela 1). Todos os sítios amostrais estavam sobre a formação florestal denominada Floresta Alta, segundo classificação de Peixoto *et al.* (2008).

Em cada sítio foi estabelecido um transecto com 100 m de comprimento contendo seis estações de captura em intervalos de 20 m. Em cada estação de captura foram dispostas duas armadilhas do tipo *live-trap*, sendo uma de arame galvanizado grande (45 x 16 x 16 cm) ou Sherman grande (45 x 12,5 x 14,5 cm) no solo, alternadas entre as estações de captura, e uma Sherman de menor tamanho (25 x 8 x 9 cm) a uma altura aproximada de dois metros, fixada em galhos de árvores. As armadilhas foram iscadas diariamente com uma mistura de banana, amendoim moído, fubá, sardinha ou óleo de fígado de bacalhau. Foram realizadas 40 noites de amostragem em cada sítio, distribuídas entre o período de abril de 2011 a abril de 2012. Em cada mês, 10 sítios eram selecionados para serem amostrados, contemplando todos os tratamentos, a fim de evitar interferência da variação sazonal e temporal nos resultados obtidos. O esforço amostral total foi de 9.600 armadilhas-noite. Todos os indivíduos capturados foram identificados em nível específico, marcados com uma anilha metálica numerada (National Band and Tag Inc.) para posterior identificação e soltos no mesmo local de captura, seguindo o método de captura-marcação-recaptura.

Pelo menos um indivíduo de cada espécie capturada foi coletado como material testemunho,

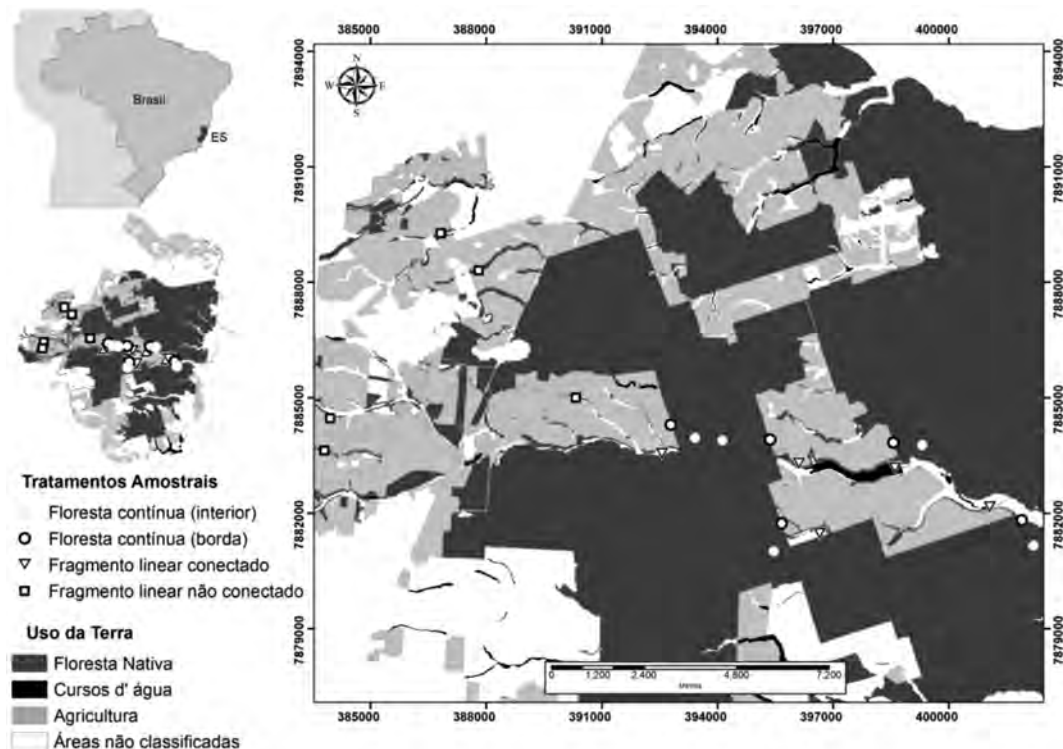


Figura 1: Mapa com a localização dos 20 sítios de amostragem de pequenos mamíferos na paisagem estudada - Espírito Santo, Brasil.

Tabela 1: Localização geográfica dos 20 sítios de amostragem de pequenos mamíferos e suas respectivas distâncias até a borda mais próxima da Reserva Natural Vale - Espírito Santo, Brasil.

Sítios de amostragem	Coordenadas geográficas (24K)		Distância até a floresta contínua da RNV (log)
	Latitude	Longitude	
Sítio 1 (interior de floresta contínua)	399303	7883774	0
Sítio 2 (interior de floresta contínua)	395623	7881088	0
Sítio 3 (interior de floresta contínua)	401816	7881282	0
Sítio 4 (interior de floresta contínua)	393415	7883960	0
Sítio 5 (interior de floresta contínua)	394124	7883886	0
Sítio 6 (borda de floresta contínua)	398674	7883480	0
Sítio 7 (borda de floresta contínua)	395708	7881489	0
Sítio 8 (borda de floresta contínua)	401635	7881936	0
Sítio 9 (borda de floresta contínua)	392962	7883873	0
Sítio 10 (borda de floresta contínua)	395461	7883569	0
Sítio 11 (fragmento linear conectado)	398392	7883347	2,45
Sítio 12 (fragmento linear conectado)	395799	7881459	1,51
Sítio 13 (fragmento linear conectado)	401636	7881994	1,64
Sítio 14 (fragmento linear conectado)	392869	7883698	1,88
Sítio 15 (fragmento linear conectado)	395550	7883482	1,64
Sítio 16 (fragmento linear não conectado)	383956	7884474	3,04
Sítio 17 (fragmento linear não conectado)	390331	7885008	2,83
Sítio 18 (fragmento linear não conectado)	383803	7883629	2,76
Sítio 19 (fragmento linear não conectado)	386820	7889272	3,39
Sítio 20 (fragmento linear não conectado)	387811	7888306	3,19

taxidermizado e depositado na Coleção de Mamíferos da Universidade Federal do Espírito Santo (Ufes-MAM). Todos os procedimentos envolvendo a captura e a marcação de pequenos mamíferos foram realizados sob autorização do órgão ambiental competente (Licença Sisbio nº 27369-4).

Análise de Dados

Cada sítio (ou transecto) foi considerado como uma unidade amostral. Os valores de diversidade alfa e beta foram obtidos para cada sítio por meio de regressões lineares de log de espécies e log de indivíduos (Hubbell, 1997) usando o modelo linearizado de Arrhenius (1922), onde $\text{Log } S = \text{Log } c + z \text{ Log } A$, sendo: S = riqueza de espécies, c = intercepto da regressão (diversidade alfa) e z = inclinação da regressão (diversidade beta). Foram utilizados os conceitos de diversidade alfa e beta propostos por Hubbell (1997). Dessa forma, em um modelo de regressão linear, a diversidade alfa é representada pelo intercepto da regressão e corresponde ao número de espécies adicionadas considerando um número mínimo de amostras (no presente estudo, os indivíduos foram considerados como amostras). Já a diversidade beta é representada pela inclinação das linhas (valor de z) e é maior quando a linha é mais inclinada, significando que um maior número de espécies é adicionado quando mais indivíduos são amostrados. A diversidade alfa e beta foram comparadas entre os sítios amostrados através do Teste F e dos intervalos de confiança. Uma linha de tendência foi inserida no gráfico de dispersão dos valores obtidos utilizando uma função linear para obter os valores de ajuste e confiabilidade para cada caso a partir do R^2 .

Para verificar a composição de espécies e a estrutura da comunidade de pequenos mamíferos nos sítios amostrados, foi realizada uma análise de ordenação não-métrica (NMS, do inglês *Nonmetric Multidimensional Scaling*) com 1.000 aleatorizações. Após essa análise exploratória, foi usada a análise ANOSIM (do inglês *Analysis of Similarity*) para verificar a similaridade na composição de espécies entre os tratamentos. Para isso, foi utilizado o índice de Jaccard. Para analisar os dados de estrutura da comunidade, foi considerada a abundância relativa de cada espécie

capturada em cada sítio e também foi utilizado o ANOSIM, porém, adotando o índice de similaridade de Bray-Curtis. As análises NMS foram realizadas no programa Primer v6.

Para verificar a influência da conectividade promovida pelos corredores de vegetação (neste estudo chamado de fragmentos florestais lineares), todos os parâmetros descritos anteriormente foram comparados entre os sítios amostrados.

Para verificar se a distância em relação à floresta contínua influencia a composição e a estrutura da comunidade de pequenos mamíferos, foram construídos modelos gerais linearizados (GLM, do inglês *General Linear Models*) considerando a distância até a floresta contínua como variável preditora (ver dados de distância de cada sítio até a floresta contínua apresentados na Tabela 1). Os eixos gerados pelo NMS serviram como *proxy* da composição e estrutura da comunidade (para detalhes, ver Barlow *et al.*, 2010; Magnago *et al.*, 2014) e foram considerados como variável resposta.

A autocorrelação espacial dos resíduos para todos os modelos citados foi verificada por meio de correlograma I de Moran (Diniz-Filho *et al.*, 2003). O número e o intervalo entre classes de distância dos correlogramas seguiu o *default* do programa SAM 4.0 (Rangel *et al.*, 2010). A significância da autocorrelação espacial dos resíduos foi avaliada pela correção sequencial de Bonferroni (Fortin & Dale, 2005). Os resíduos dos modelos que consideraram a estrutura da comunidade não apresentaram autocorrelação espacial, uma vez que todos os coeficientes I de Moran foram menores do que 0,25 e não foram significativos. Porém, os resíduos dos modelos de composição apresentaram autocorrelação espacial em pelo menos uma classe de distância do correlograma e, portanto, foram adotadas medidas corretivas para lidar com a autocorrelação espacial (Diniz-Filho *et al.*, 2003). Filtros espaciais foram gerados e incluídos como variáveis fixas nesses modelos. Os filtros espaciais foram obtidos pelo método de "Moran's Eigenvector Map" (MEM), a partir de uma matriz das coordenadas geográficas das amostras, por meio do pacote 'spacemakeR' (DRAY *et al.*, 2006) do programa R. Análise de redundância

foi executada entre a variável resposta de cada modelo e os filtros espaciais gerados e os filtros foram selecionados pela função *'forward.sel'* do pacote *'packfor'* (Dray *et al.*, 2009) do programa R. Após incluir os filtros espaciais, novamente foi verificada a autocorrelação espacial dos resíduos dos modelos e o resultado apresentado mostrou que os modelos de composição foram corrigidos. Dessa forma, o modelo GLM para verificar a influência da distância da floresta na composição de pequenos mamíferos foi construído usando os filtros espaciais como variáveis fixas. A família de distribuição usada foi *Gaussian*, uma vez que a variável resposta (*scores NMS*) não era de contagem. Para o modelo considerando a estrutura da comunidade, o mesmo procedimento foi adotado, porém, sem considerar os filtros espaciais já que os resíduos dos modelos não apresentaram autocorrelação espacial. Todas as análises relacionadas aos modelos GLM foram realizadas no programa R 2.15.3.

Modelos GLM foram construídos também para comparar a abundância total entre os sítios amostrados, usando a família de distribuição *negative binomial*. Para todas as análises estatísticas descritas foram considerados significativos valores de $p \leq 0,05$.

RESULTADOS

Foram capturados 150 indivíduos de 12 espécies de pequenos mamíferos nos 20 sítios de amostragem (Tabela 2, Figura 2). A diversidade alfa foi significativamente maior no fragmento linear não conectado e menor no interior da floresta contínua, quando comparada com os fragmentos lineares (Tabela 3 e Figura 3). De maneira oposta, a diversidade beta foi significativamente maior no interior da floresta contínua, não diferindo significativamente entre a borda da floresta contínua e o fragmento linear conectado, e apresentando menor valor no fragmento linear não conectado (Tabela 3 e Figura 3).

A análise de NMS evidenciou que o fragmento linear conectado possui maior similaridade com a floresta contínua do que o fragmento linear não conectado, tanto em relação à composição de espécies quanto à estrutura da comunidade (Figura 4). Esses resultados foram corroborados pela análise de similaridade ANOSIM que mostrou que a composição da comunidade de pequenos mamíferos no fragmento linear conectado é similar ao interior ($R = -0,046$; $p = 0,627$) e à borda da floresta contínua ($R = -0,014$; $p = 0,5$). O mesmo resultado foi observado quando considerada a

Tabela 2: Espécies de pequenos mamíferos e número de indivíduos capturados por sítio de amostragem na Reserva Natural Vale e nos fragmentos lineares do entorno. FCI = interior da floresta contínua, FCB = borda da floresta contínua, FLC = fragmento linear conectado à floresta contínua, FLNC = fragmento linear não conectado, DP = desvio padrão.

Espécies	Sítios de amostragem			
	FCI	FCB	FLC	FLNC
Marsupiais				
<i>Caluromys philander</i> (Linnaeus, 1758)	1	0	1	0
<i>Didelphis aurita</i> Wied-Neuwied, 1826	8	24	4	11
<i>Gracilinanus microtarsus</i> (Wagner, 1842)	1	1	4	1
<i>Marmosa murina</i> (Linnaeus, 1758)	1	4	4	10
<i>Marmosa paraguayana</i> (Tate, 1931)	0	6	0	0
<i>Marmosops incanus</i> (Lund, 1840)	4	5	4	16
<i>Metachirus nudicaudatus</i> (É. Geoffroy St.-Hilaire, 1803)	0	1	0	1
<i>Monodelphis americana</i> (Müller, 1776)	1	1	1	0
Roedores				
<i>Nectomys squamipes</i> Brants, 1827	0	0	4	4
<i>Trinomys setosus</i> (Desmarest, 1817)	0	0	0	22
<i>Rattus rattus</i> (Linnaeus 1758)	1	3	1	0
Abundância total (\pm DP)	17 (\pm 1,67)	45 (\pm 3,24)	23 (\pm 1,81)	65 (\pm 5,20)



Figura 2: Espécies de pequenos mamíferos capturadas na Reserva Natural Vale e nos fragmentos lineares amostrados. Da esquerda para direita, de cima para baixo: *Caluromys philander*, *Didelphis aurita*, *Gracilinanus microtarsus*, *Marmosops incanus*, *Metachirus nudicaudatus*, *Marmosa murina*, *Marmosa paraguayana* e *Trinomys setosus*. Fotos: Mariana F. Rocha e Sergio B. Lage.

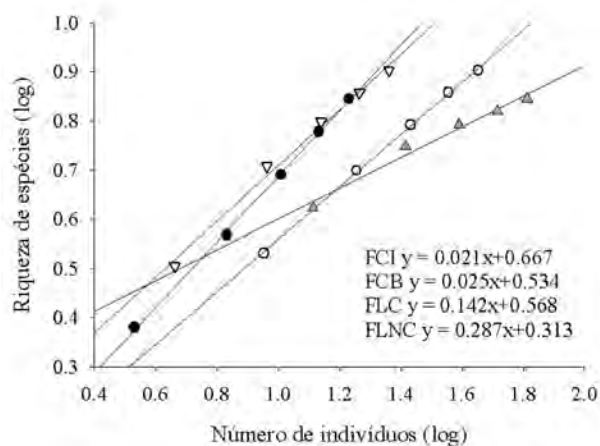


Figura 3: Relação entre riqueza de espécies e número de indivíduos ajustada por regressões lineares mostrando que a diversidade alfa e beta se comportam de maneira oposta nos tratamentos considerados. Legenda: círculo preto = interior da floresta contínua, círculo branco = borda da floresta contínua, triângulo branco = fragmento linear conectado, triângulo cinza = fragmento linear não conectado.

Tabela 3: Valores de significância do teste F para a diversidade alfa (intercepto) e beta (inclinação) de pequenos mamíferos não voadores entre os sítios amostrados. Diferentes letras denotam diferenças significativas entre as comparações par a par dos intervalos de confiança. FCI = interior de floresta contínua, FCB = borda da floresta contínua, FLC = fragmento linear conectado à floresta contínua, FLNC = fragmento linear não conectado.

Estimador	FCI	FCB	FLC	FLNC
Log c (intercepto)	0,021*(±0,021)a	0,025*(±0,021)a	0,142*(±0,063)b	0,287*(±0,081)c
Z (inclinação)	0,667*(±0,022)a	0,534 (±0,015)b	0,568*(±0,057)b	0,313*(±0,052)c

Z (inclinação) = diversidade beta (±IC); Log c (intercepto) = alfa-diversidade (±IC) *p < 0,001

abundância (fragmento conectado x interior: $R = 0,076$; $p = 0,246$; fragmento conectado x borda: $R = 0,104$; $p = 0,198$). Entretanto, a composição de espécies no fragmento linear não conectado foi dissimilar ao interior ($R = 0,48$; $p = 0,008$) e à borda da floresta contínua ($R = 0,42$; $p = 0,016$). A estrutura da comunidade seguiu o mesmo padrão, sendo altamente dissimilar entre o fragmento linear não conectado e a floresta contínua (fragmento não conectado x interior: $R = 0,6$; $p = 0,008$; fragmento não conectado x borda: $R = 0,56$; $p = 0,008$).

Os dados obtidos evidenciam que a proximidade com a floresta contínua influencia tanto a composição de espécies quanto a estrutura da comunidade de pequenos mamíferos nos fragmentos lineares do entorno (Tabela 4). Nesse sentido, ambos (composição e abundância de indivíduos) diferem à medida que a distância da floresta contínua aumenta (Figura 5).

DISCUSSÃO

A comunidade de pequenos mamíferos nos fragmentos lineares conectados à RNV foi similar à floresta contínua, para todos os parâmetros analisados, enquanto nos fragmentos lineares não conectados os resultados diferiram significativamente da floresta contínua, principalmente dos sítios localizados no seu interior. Isso demonstra que a distância dos fragmentos lineares até a floresta contínua interfere significativamente na comunidade de pequenos mamíferos presentes nesses fragmentos, confirmando a primeira hipótese proposta neste

trabalho. Dessa forma, a RNV, por ser um grande remanescente florestal e ocupar grande parte da paisagem (Peixoto *et al.*, 2008), pode se enquadrar no modelo de *spillover* (ver Brudvig *et al.*, 2009), influenciando a composição e estrutura da comunidade de pequenos mamíferos nos fragmentos lineares mais próximos.

A importância das florestas contínuas para manutenção da riqueza, composição e estrutura da biota nativa silvestre em fragmentos lineares conectados também foi observada em outros estudos realizados em florestas tropicais com pequenos e grandes vertebrados, invertebrados e angiospermas (ver Lima & Gascon, 1999; Bolger *et*

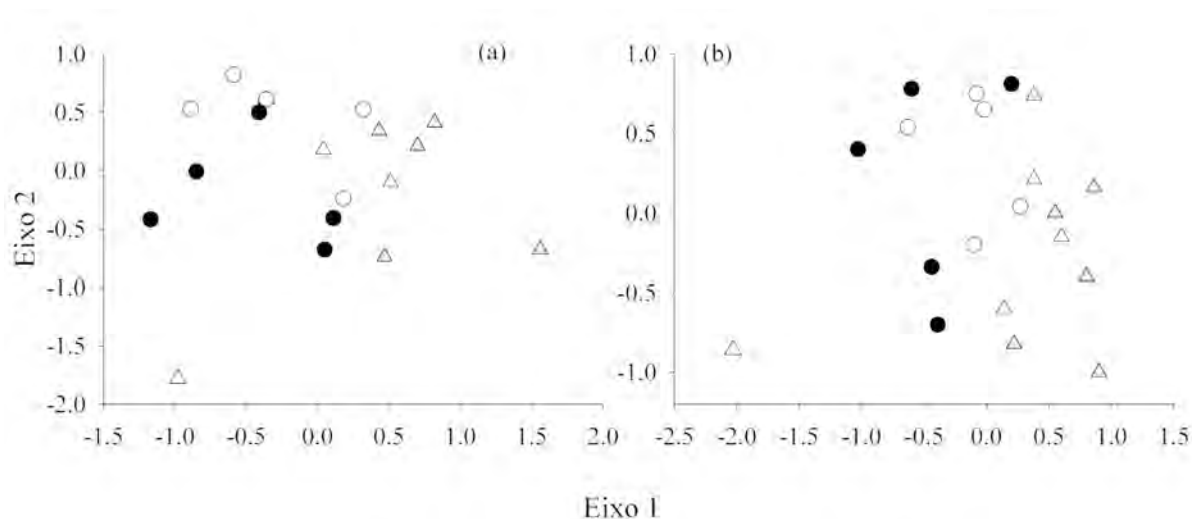


Figura 4: Análise de Ordenação Não-Métrica (NMS) evidenciando o espaço dimensional ocupado pelos sítios de amostragem em relação à similaridade na composição de espécies (a) e na estrutura da comunidade (b) de pequenos mamíferos. Legenda: círculo preto = interior da floresta contínua, círculo branco = borda da floresta contínua, triângulo branco = fragmento linear conectado, triângulo cinza = fragmento linear não conectado.

Tabela 4: Sumário dos modelos gerais linearizados (GLMs) construídos para verificar o efeito da distância da floresta contínua na composição de espécies (a) e estrutura da comunidade (b) de pequenos mamíferos. O modelo para composição de espécies foi construído considerando o MEM como variável fixa. Dist.RNV = distância da floresta contínua; MEM = mapas de autovetor de Moran (em inglês *Moran's eigenvector maps*).

(a) Composição (scores nms1) ~ dist.RNV + MEM				
Variável	Estimate	Erro padrão	Valor de t	p
Dist.RNV	-0,3116	0,1025	2,503	0,0228
MEM	0,2565	0,5987	-1,668	0,1136
(b) Estrutura (scores nms1) ~ dist.RNV				
Variável	Estimate	Erro padrão	Valor de t	p
Dist.RNV	0,2763	0,1069	2,586	0,0187

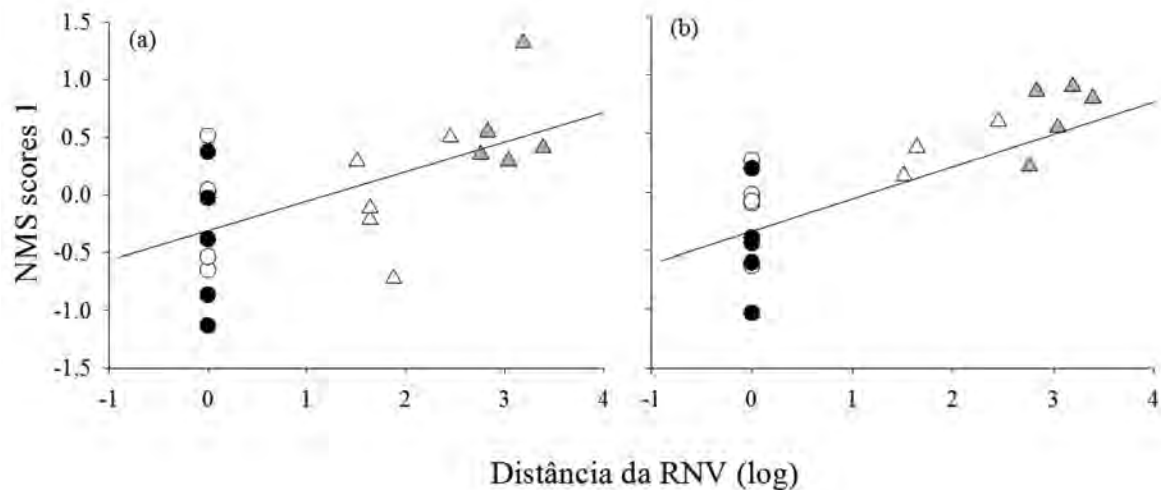


Figura 5: Mudanças na composição de espécies (a) e estrutura da comunidade (b) de pequenos mamíferos em função da distância em relação à floresta contínua, com base em modelos gerais linearizados (GLM). Legenda: Círculo preto = interior da floresta contínua, círculo branco = borda da floresta contínua, triângulo branco = fragmento linear conectado, triângulo cinza = fragmento linear não conectado.

al., 2001; Pardini *et al.*, 2005; Hawes *et al.*, 2008; Martensen *et al.*, 2008; Lees & Peres, 2008; Barlow *et al.*, 2010; Rocha *et al.*, 2011; Castro & van den Berg, 2013).

Os resultados obtidos corroboram a hipótese de que os fragmentos lineares conectados apresentaram maior diversidade beta do que os não conectados. Nesse sentido, a conectividade estrutural com a floresta contínua também parece influenciar a diversidade beta de pequenos mamíferos nos sítios amostrados, uma vez que contribui para aumentar o *turnover* de espécies e indivíduos (Pardini *et al.*, 2010), resultando em uma comunidade de pequenos mamíferos mais heterogênea e, conseqüentemente, uma maior diversidade beta nos fragmentos lineares conectados. Da mesma forma, a menor diversidade beta (comunidade mais homogênea) nos fragmentos lineares não conectados pode ser uma consequência do isolamento dessas áreas, uma vez que o *turnover* está relacionado ao deslocamento dos indivíduos (Hubbell, 1997; Condit *et al.*, 2002). Dessa forma, os resultados apresentados corroboram estudos anteriores (p. ex. Condit *et al.*, 2002; Pardini *et al.*, 2005; Rocha *et al.*, 2011; Mesquita & Passamani, 2012), demonstrando a importância da conectividade provida pelos fragmentos lineares na redução do isolamento de populações/espécies e no aumento do *turnover* em paisagens fragmentadas.

Ao contrário do que foi hipotetizado, os fragmentos lineares apresentaram maior diversidade alfa do que a floresta contínua. Contudo, essa resposta provavelmente se deve ao efeito da amostragem, mais do que à diferença entre os tratamentos. Como os fragmentos lineares têm menor tamanho que a floresta contínua e a amostragem foi a mesma para todas as áreas (mesmo número de transectos e de armadilhas e mesma quantidade de dias amostrados), foi capturado um maior número de espécies nos fragmentos lineares, uma vez que nestes as espécies provavelmente encontram-se mais aninhadas. Assim, se a amostragem considerasse toda a área dos remanescentes estudados, seria esperado, de acordo com a relação espécie-área (ver Rosenzweig, 1995; Hubbell, 1997), que a diversidade alfa fosse maior na floresta contínua e menor nos fragmentos lineares. Essa colocação é corroborada pelo fato de os fragmentos pequenos possuírem um subconjunto de espécies encontradas em fragmentos maiores e com vegetação primária (Louzada *et al.*, 2010; Hill *et al.*, 2011; Menezes & Fernandez, 2013), conforme proposto inicialmente.

Diante dos resultados obtidos, conclui-se que, em relação à comunidade de pequenos mamíferos, a floresta contínua na qual se insere a RNV exerce grande influência sobre os fragmentos lineares do entorno, funcionando como uma área de *spillover*, o que pode aumentar o valor destes remanescentes

para a conservação e, conseqüentemente, aumentar sua importância na paisagem fragmentada. Também foi possível observar que tanto a proximidade quanto a conectividade dos fragmentos em relação à RNV são importantes variáveis que influenciam a composição, a estrutura da comunidade e a diversidade beta de pequenos mamíferos nos fragmentos lineares dessa paisagem. Desta forma, a similaridade com a floresta contínua indica que a manutenção e proteção de fragmentos lineares conectados a grandes blocos florestais pode representar uma estratégia importante para a conservação da biodiversidade em paisagens fragmentadas.

AGRADECIMENTOS

À Vale S.A. pelo apoio logístico concedido para realização deste trabalho; Fibria Celulose S/A e Caliman por autorizar os trabalhos nos fragmentos em suas propriedades; Átilla Colombo Ferregueti pelo auxílio nas atividades de campo; Leila Meyer pela contribuição essencial com as análises de autocorrelação espacial; Yuri Leite, Leonora Pires Costa, Jeronymo Dalapicolla e Rafaela Duda pela ajuda com a identificação de espécimes; Ana Carolina Srbek de Araujo pelo convite para participar desse capítulo e pelas sugestões no texto; Yuri Leite e Diogo Loretto pela revisão do capítulo e importantes contribuições; Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) pela bolsa de estudos concedida à primeira autora para realização de suas atividades de doutorado no Brasil e na Austrália através do Programa de Doutorado Sanduíche (número do processo 1295/12-8). Esse capítulo foi gerado a partir de informações obtidas durante o doutorado da primeira autora.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Arrhenius, O. 1922. A new method for the analysis of plant communities. *Journal of Ecology* 10 (2): 185-199.

Barlow, J.; Louzada, J.; Parry, L.; Hernandez, M.I.M.; Hawes, J.; Peres, C.A.; Vaz-de-Mello, F.Z. & Gardner, T.A. 2010. Improving the design and management of forest strips in human-dominated tropical landscapes: a field test on Amazonian dung beetles. *Journal of*

Applied Ecology 47: 779-788.

Beier, R.P. & Noss, R.F. 1998. Do habitat corridors provide connectivity? *Conservation Biology* 12 (6): 1241-1252.

Bennett, A. & Saunders D.A. 2010. Habitat fragmentation and landscape change. Pp 88-106. In: Sodhi, N. & Ehrlich, P. (Eds.). *Conservation Biology for all*. Oxford, Oxford University Press.

Bolger, D.T.; Scott, T.A. & Rotenberry, J.T. 2001. Use of corridor-like landscape structures by birds and small mammal species. *Biological Conservation* 102: 213-224.

Brudvig, L.A.; Damschen, L.I.; Tewksbury, J.J.; Haddad, N.M. & Levey, D.J. 2009. Landscape connectivity promotes plant biodiversity spillover into non-target habitats. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America* 106 (23): 1-5.

Castro, G.C. & Van den Berg, E. 2013. Structure and conservation value of high-diversity hedgerows in southeastern Brazil. *Biodiversity and Conservation* 22: 2041-2056.

Chiarello, A.G. 1999. Effects of fragmentation of the Atlantic forest on mammal communities in southeastern Brazil. *Biological Conservation* 89: 71-82.

Condit, R.; Pitman, N.; Leigh Jr, E.G.; Chave, J.; Terborgh, J.; Foster, R.B.; Nunez, P.; Aguilar, S.; Valencia, R.; Villa, G.; Muller-Landau, H.C.; Losos, E. & Hubbell, S.P. 2002. Beta-Diversity in Tropical Forest Trees. *Science* 295 (5555): 666-669.

Diniz-Filho, J.A.F.; Bini, L.M.; Hawkins, B.A. 2003. Spatial autocorrelation and red herrings in geographical ecology. *Global Ecology and Biogeography* 12: 53-64.

Dray, S.; Legendre, P.; Blanchet, F.G. 2009. Packfor: forward selection with permutation. <http://R-Forge.R-project.org/projects/sedar> (Acesso outubro de 2014).

Dray, S.; Legendre, P.; Peres-Neto, P. 2006. Spatial modeling: a comprehensive framework for principal coordinate analysis of neighbor matrices (PCNM). *Ecological Modelling* 196: 483-93.

Fahrig, L. 2003. Effects of habitat fragmentation on biodiversity. *Annual Review of Ecology, Evolution, and Systematics* 34: 487-515.

Fernandez, F.A.S. 2004. *O Poema Imperfeito: Crônicas de Biologia, Conservação da Natureza e seus Heróis*. 2. ed. Curitiba, Editora UFPR.

Ferraz, G.; Nichols, J.D.; Hines, J.E.; Stouffer, P.C.; Bierregaard, R.O. & Lovejoy, T.E. 2007. A Large-Scale Deforestation Experiment: Effects of Patch Area

- and Isolation on Amazon Birds. *Science* 315 (5809): 238–241.
- Fortin, M.J.; Dale, M.R.T. 2005. *Spatial analysis: a guide for ecologists*. Cambridge (UK): Cambridge University Press.
- Garmendia, A.; Arroyo-Rodriguez, V.; Estrada, A.; Naranjo, E.J. & Stoner, K.E. 2013. Landscape and patch attributes impacting medium and large-sized terrestrial mammals in a fragmented rainforest. *Journal of Tropical Ecology* 29: 331–344.
- Hawes, J.; Barlow, J.; Gardner, T.A. & Peres, C.A. 2008. The value of forest strips for understory birds in an Amazonian plantation landscape. *Biological Conservation* 141: 2262–2278.
- Hill, J.K.; Gray, M.A.; Khen, C.V.; Benedick, S.; Tawatao, N. & Hamer, K.C. 2011. Ecological impacts of tropical forest fragmentation: how consistent are patterns in species richness and nestedness?. *Philosophical Transactions of Royal Society B* 366: 3265–3276.
- Hubbell, S.P. 1997. A unified theory of biogeography and relative species abundance and its implication to tropical rain forests and coral reefs. *Coral Reefs* 16 (Suppl): 9–21.
- Laurance, W.F.; Ferreira, L.V.; Rankin-de-Merona, J.M. & Laurance, S.G. 1998. Rainforest fragmentation and the dynamics of Amazonian tree communities. *Ecology* 79: 2032–2040.
- Lees, A.C. & Peres, C.A. 2008. Conservation value of remnant riparian forest corridors of varying quality for Amazonian Birds and Mammals. *Conservation Biology* 22: 439–449.
- Lima, M.G. & Gascon, C. 1999. The conservation value of linear forest remnants in central Amazonia. *Biological Conservation* 91(2/3): 241–247.
- Louzada, J.; Gardner, T.; Peres, C.A. & Barlow, J. 2010. A multi-taxa assessment of nestedness patterns across a multiple-use Amazonian forest landscape. *Biological Conservation* 143: 1102–1109.
- MacArthur, R.H. & Wilson, E.O. 1967. *The theory of island biogeography*. Princeton, Princeton University Press.
- Magnago, L.F.S.; Edwards, D.P.; Edwards, F.A.; Magrath, A.; Martins, S.V. & Laurance, W.F. 2014. Functional attributes change but functional richness is unchanged after fragmentation of Brazilian Atlantic forests. *Journal of Ecology* 102 (2): 475–485.
- Marsden, S.J.; Whiffin, M. & Galetti, M. 2001. Bird diversity and abundance in forest fragments and Eucalyptus plantations around an Atlantic forest reserve, Brazil. *Biodiversity and Conservation* 10: 737–751.
- Martensen, A.C.; Pimentel, R.G. & Metzger, J.P. 2008. Relative effects of fragment size and connectivity on bird community in the Atlantic Rain Forest: Implications for conservation. *Biological Conservation* 141: 2184–2192.
- Menezes, J.F.S. & Fernandez, F.A.S. 2013. Nestedness in forest mammals is dependent on area but not on matrix type and sample size: an analysis on different fragmented landscapes. *Brazilian Journal of Biology* 73 (3): 465–470.
- Mesquita, A.O. & Passamani, M. 2012. Composition and abundance of small mammal communities in forest fragments and vegetation corridors in Southern Minas Gerais, Brazil. *Revista de Biologia Tropical* 60 (3): 1335–1343.
- Pardini, R.; Bueno, A.A.; Gardner, T.A.; Prado, P.I. & Metzger, J.P. 2010. Beyond the Fragmentation Threshold Hypothesis: Regime Shifts in Biodiversity Across Fragmented Landscapes. *PlosOne*. 5(10): e13666. doi:10.1371/journal.pone.0013666.
- Pardini, R.; Souza, S.M.; Braga-Neto, R. & Metzger, J.P. 2005. The role of Forest structure, fragment size and corridors in maintaining small mammal abundance and diversity in Atlantic Forest landscape. *Biological Conservation* 124: 253–266.
- Peixoto, A.L. & Silva, I.M. 1997. Tabuleiro forests on the northern Espírito Santo, south-eastern Brazil. Pp 369–372. In: Davis, S.D.; Heywood, V.H.; Herrera-Macbryde, O.; Villa-Lobos, J. & Hamilton, A.C. (Eds.). *Centers of Plant Diversity: A Guide and Strategy for their conservation*. Cambridge: WWF/IUCN Publisher.
- Peixoto, A.L.; Silva, I.M.; Pereira, O.J.; Simonelli, M.; Jesus, R.M. & Rolim, S.G. 2008. Tabuleiro Forests North of the Rio Doce: Their Representation in the Vale do Rio Doce Natural Reserve, Espírito Santo, Brazil. Pp 319–350. In: Thomas, W.W. (Ed.). *The Atlantic Coastal Forest of northeastern Brazil*. New York, The New York Botanical Garden.
- Pereira, O.J. 2007. A cobertura vegetal do Espírito Santo. Pp 29–34. In: Simonelli, M. & Fraga, C.N. *Espécies da flora ameaçadas de extinção no estado do Espírito Santo*. Vitória, IPEMA.
- Rangel, T.F.L.V.B.; Diniz-Filho, J.A.F.; Bini, L.M. 2010. SAM: a comprehensive application for spatial analysis in macroecology. *Ecography* 33: 46–50.
- Ribeiro, M.C.; Metzger, J.P.; Martensen, A.C.; Ponzoni, F.J. & Hirota, M.M. 2009. The Brazilian Atlantic Forest: How much is left, and how is there remaining forest distributed? Implications for conservation. *Biological Conservation* 142: 1141–1153.
- Ricketts, T.H. 2004. Tropical Forest Fragments Enhance Pollinator Activity in Nearby Coffee Crops. *Conservation Biology* 18 (5): 1262–1271.

- Rocha, M.F.; Passamani, M. & Louzada, J. 2011. A Small mammal community in a Forest Fragment, Vegetation Corridor and Coffee matrix system in the Brazilian Atlantic Forest. *PlosOne* 6 (8): e23312.
- Rolim, S.G.; Jesus, R.M.; Nascimento, H.E.M.; Couto, H.T.Z. & Chambers, J.Q. 2005. Biomass change in an Atlantic tropical moist forest: the ENSO effect in permanent sample plots over a 22-year period. *Oecologia* 387-410.
- Rosenzweig, M.L. 1995. Species diversity in space and time. Cambridge, Cambridge University Press.
- SOS Mata Atlântica & INPE. 2014. Atlas dos Remanescentes Florestais da Mata Atlântica - Período 2012-2013. Fundação SOS Mata Atlântica & Instituto Nacional de Pesquisas Espaciais.
- Srbek-Araujo, A.C. & Chiarello A.G. 2006. Registro recente de harpia, *Harpia harpyja* (Linnaeus) (Aves, Accipitridae), na Mata Atlântica da Reserva Natural Vale do Rio Doce, Linhares, Espírito Santo e implicações para a conservação regional da espécie. *Revista Brasileira de Zoologia* 23: 1264-1267.
- Srbek-Araujo, A.C.; Rocha, M.F. & Peracchi, A.L. 2014. A Mastofauna da Reserva Natural Vale, Linhares, Espírito Santo, Brasil. *Ciência & Ambiente* 49: 153-167.
- Thomaz, L.D. 2010. A Mata Atlântica no estado do Espírito Santo, Brasil: de Vasco Fernandes Coutinho ao Século 21. *Boletim do Museu de Biologia Mello Leitão* 27: 5-20.
- Vieira, M.V.; Olifiers, N.; Delciellos, N.A.C.; Antunes, V.Z.; Bernardo, L.R.; Grelle, C.E.V. & Cerqueira, R. 2009. Land use vs. fragment size and isolation as determinants of small mammal composition and richness in Atlantic Forest remnants. *Biological Conservation* 142: 1191-1200.
- Wilcove, D.S.; McLellan, C.H. & Dobson, A.P. 1986. Habitat fragmentation in the temperate zone. Pp 237-56. In: Soulé, M.E. (Ed.). *Conservation Biology: The Science of Scarcity and Diversity*. Sunderland, Sinauer.

26 FRUGIVORIA E DISPERSÃO DE SEMENTES POR MORCEGOS NA RESERVA NATURAL VALE, SUDESTE DO BRASIL

Isaac P. Lima, Marcelo R. Nogueira, Leandro R. Monteiro & Adriano L. Peracchi

INTRODUÇÃO

O Brasil é considerado um país megadiverso, sendo o primeiro no mundo em diversidade de flora (Forzza *et al.*, 2012) e o quarto em diversidade de fauna (Williams *et al.*, 2001). Morcegos contribuem com pelo menos 178 espécies para a mastofauna brasileira (Nogueira *et al.*, 2014) e têm em Phyllostomidae a família mais numerosa, com 92 espécies. Essa família se destaca ainda por apresentar grande diversidade ecológica, incluindo espécies que se alimentam de insetos, pequenos vertebrados, frutos, néctar, folhas, sementes e sangue (Altringham, 2011).

Por meio das interações ecológicas das quais participam, morcegos proveem importantes serviços ecossistêmicos (Kunz *et al.*, 2011), dentre os quais pode-se destacar a dispersão de sementes, definida por Stoner & Henry (2010) como a remoção das sementes e sua deposição em locais distantes das plantas parentais. Na região neotropical, morcegos consomem frutos de pelo menos 546 espécies de plantas, em 191 gêneros e 62 famílias (Lobova *et al.*, 2009). Dentre essas espécies, algumas parecem depender exclusivamente dos morcegos para sua dispersão (Sazima *et al.*, 2003; Thies & Kalko, 2004), enquanto outras, importantes nos estágios iniciais da sucessão florestal, têm papel de destaque na dieta desses mamíferos (Muscarella & Fleming,

2007). Além disso, morcegos são reconhecidos pela qualidade da dispersão que promovem, geralmente consumindo frutos maduros, os quais transportam para longe da planta-mãe, e defecando sementes em voo, frequentemente sobre áreas abertas propícias à germinação (Lobova *et al.*, 2009). Salvo por um único gênero (*Chiroderma*), morcegos não danificam as sementes durante a mastigação ou em seu trato gastrointestinal (Nogueira & Peracchi, 2003).

Morcegos neotropicais considerados especializados na frugivoria pertencem às subfamílias Stenodermatinae, Carollinae e Rhinophyllinae (*sensu* Baker *et al.*, 2016) e ocorrem em todos os biomas brasileiros (Reis *et al.*, 2007). A Mata Atlântica abriga significativa riqueza nesse grupo (22 espécies), embora esteja hoje bastante fragmentada – mais de 80% de seus remanescentes tem área menor do que 50 ha – e representada por apenas 12,5% de sua cobertura original (Ribeiro *et al.*, 2009; SOS Mata Atlântica & Inpe, 2014). A Reserva Natural Vale (RNV), no estado do Espírito Santo, possui cerca de 22.711 ha e é contígua à Reserva Biológica de Sooretama, que por sua vez abarca cerca de 24.000 ha (Chiarello, 2000). Essas reservas totalizam quase 50.000 ha de áreas florestais, representando uma oportunidade singular para pesquisa biológica, principalmente quando se considera que maiores fragmentos de Mata Atlântica ocorrem apenas em

latitudes mais altas, onde se espera uma redução no número de espécies de morcegos (Willig *et al.*, 2003; Ramos-Pereira & Palmeirim, 2013).

A RNV tem sido objeto de pesquisas de campo com morcegos desde a década de 1970 (Peracchi & Albuquerque, 1993; Pedro & Passos, 1995; Peracchi *et al.*, 2011; Srbek-Araujo *et al.*, 2012; Nogueira *et al.*, 2012) e os resultados apontam para uma riqueza recorde na Mata Atlântica (Peracchi

et al., 2011). As 50 espécies assinaladas na mais recente lista publicada para a reserva (Srbek-Araujo *et al.*, 2014) correspondem a, respectivamente, 70 e 43% do que já foi registrado para Chiroptera no estado do Espírito Santo (Pimenta *et al.*, 2014; Hoppe *et al.*, 2014a, b) e no bioma atlântico (Paglia *et al.*, 2012) (a lista atualizada de morcegos da RNV pode ser encontrada na Tabela 1). Morcegos frugívoros representam 1/3

Tabela 1: Relação das espécies de Chiroptera registradas na Reserva Natural Vale, estado do Espírito Santo, sudeste do Brasil. Espécies assinaladas com um asterisco foram registradas em estudos anteriores realizados na reserva (Peracchi *et al.*, 1993, Pedro & Passos, 1995).

Família/subfamília	Família/subfamília
Emballonuridae/Emballonurinae	Phyllostomidae/Stenodermatinae
<i>Rhynchonycteris naso</i> (Wied-Neuwied, 1820)	<i>Artibeus fimbriatus</i> Gray, 1838
<i>Saccopteryx bilineata</i> (Temminck, 1838)	<i>Artibeus lituratus</i> (Olfers, 1818)
<i>Saccopteryx leptura</i> (Schreber, 1774)	<i>Artibeus obscurus</i> (Schinz, 1821)
Phyllostomidae/Micronycterinae	<i>Artibeus planirostris</i> (Spix, 1823)
<i>Lampronnycteris brachyotis</i> (Dobson, 1879)	<i>Chiroderma villosum</i> Peters, 1860
<i>Micronycteris hirsuta</i> (Peters, 1869)	<i>Dermanura cinerea</i> Gervais, 1856
<i>Micronycteris megalotis</i> (Gray, 1842)	<i>Dermanura gnoma</i> (Handley, 1987)
<i>Micronycteris microtis</i> Miller, 1898	<i>Platyrrhinus lineatus</i> (É. Geoffroy, 1810)
<i>Micronycteris minuta</i> (Gervais, 1856)	<i>Platyrrhinus recifinus</i> (Thomas, 1901)
Phyllostomidae/Desmodontinae	<i>Pygoderma bilabiatum</i> (Wagner, 1843)
<i>Desmodus rotundus</i> (E. Geoffroy, 1810)	<i>Sturnira lilium</i> (É. Geoffroy, 1810)
Phyllostomidae/Phyllostominae	<i>Sturnira tildae</i> de la Torre, 1959
<i>Chrotopterus auritus</i> (Peters, 1856)	<i>Uroderma magnirostrum</i> Davis, 1968
<i>Lophostoma brasiliense</i> Peters, 1866	<i>Vampyressa pusilla</i> (Wagner, 1843)
<i>Mimon crenulatum</i> (É. Geoffroy, 1803)	Noctilionidae
<i>Phyllostomus discolor</i> (Wagner, 1843)	<i>Noctilio leporinus</i> (Linnaeus, 1758)
<i>Phyllostomus hastatus</i> (Pallas, 1767)	Molossidae/Molossinae
<i>Tonatia bidens</i> (Spix, 1823)	<i>Cynomops planirostris</i> (Peters, 1866)
<i>Tonatia saurophila</i> Koopman & Williams, 1951	<i>Molossus molossus</i> (Pallas, 1766)
<i>Trachops cirrhosus</i> (Spix, 1823)	<i>Molossus rufus</i> É. Geoffroy, 1805
Phyllostomidae/Glossophaginae	Vespertilionidae/Vespertilioninae
<i>Anoura caudifer</i> (É. Geoffroy, 1818)*	<i>Eptesicus diminutus</i> Osgood, 1915
<i>Anoura geoffroyi</i> Gray, 1838	<i>Eptesicus furinalis</i> (d'Orbigny and Gervais, 1847)
<i>Dryadonycteris capixaba</i> Nogueira, Lima, Peracchi & Simmons, 2012	<i>Lasiurus blossevillii</i> ([Lesson, 1826])
<i>Glossophaga soricina</i> (Pallas, 1766)	<i>Lasiurus ega</i> (Gervais, 1856)
Phyllostomidae/Lonchophyllinae	Vespertilionidae/Myotinae
<i>Lonchophylla mordax</i> Thomas, 1903*	<i>Myotis albescens</i> (É. Geoffroy, 1806)
Phyllostomidae/Carollinae	<i>Myotis nigricans</i> (Schinz, 1821)
<i>Carollia brevicauda</i> (Schinz, 1821)	
<i>Carollia perspicillata</i> (Linnaeus, 1758)	
Phyllostomidae/Glyphonycterinae	
<i>Trinycteris nicefori</i> Sanborn, 1949	
Phyllostomidae/Rhinophyllinae	
<i>Rhinophylla pumilio</i> Peters, 1865	

das espécies registradas na Reserva, mas pouco se sabe sobre suas interações com a flora local ou mesmo nas matas de tabuleiro de forma geral. Pedro & Passos (1995) reportaram o consumo de uma cucurbitácea por *Phyllostomus hastatus*, de infrutescências de *Cecropia* sp. por *Platyrrhinus recifinus* e de solanáceas e *Piper arboreum* por *Carollia perspicillata*. O presente trabalho descreve a chuva de sementes proporcionada por morcegos frugívoros em áreas de borda e matrizes adjacentes a estas áreas na RNV, bem como apresenta as interações entre as espécies de morcegos e os frutos dos quais se alimentam.

MATERIAL E MÉTODOS

Chuva de Sementes

A chuva de sementes produzida pelos morcegos na RNV foi estudada por meio de coletores de sementes. Esses coletores foram instalados em quatro parcelas, cada uma com 900 m² e situadas em áreas de borda de mata e nas suas adjacências

Figura 1, pontos 1, 2, 3 e 4). Em cada parcela foram colocados 18 coletores, seis na borda da mata (10 m em direção ao interior da mata, partindo-se das últimas árvores antes da área aberta) e 12 na área aberta adjacente (matriz). Nessa última área, os coletores foram dispostos em duas fileiras de seis coletores, a primeira a 10 m da borda e a segunda a 20 m dela (Figura 2). A distância entre os coletores de uma mesma fileira foi de 5 m. A estrutura dos coletores foi confeccionada com tubos de PVC de 25 mm de diâmetro, com dimensões de 100 cm x 100 cm (Figura 3). Como material de anteparo das sementes, foi utilizada uma tela em nylon com malha de 1 mm, com 10 cm de profundidade. O anteparo permaneceu a uma altura de 30 cm do solo, evitando que as sementes fossem predadas por roedores (Gorchov *et al.*, 1993).

Os coletores foram vistoriados ao longo de dois anos (setembro de 2009 a agosto de 2011), com um esforço mensal de dez dias de amostragem. As vistorias foram realizadas duas vezes por dia, uma no início da manhã, para recolher os diásporos¹

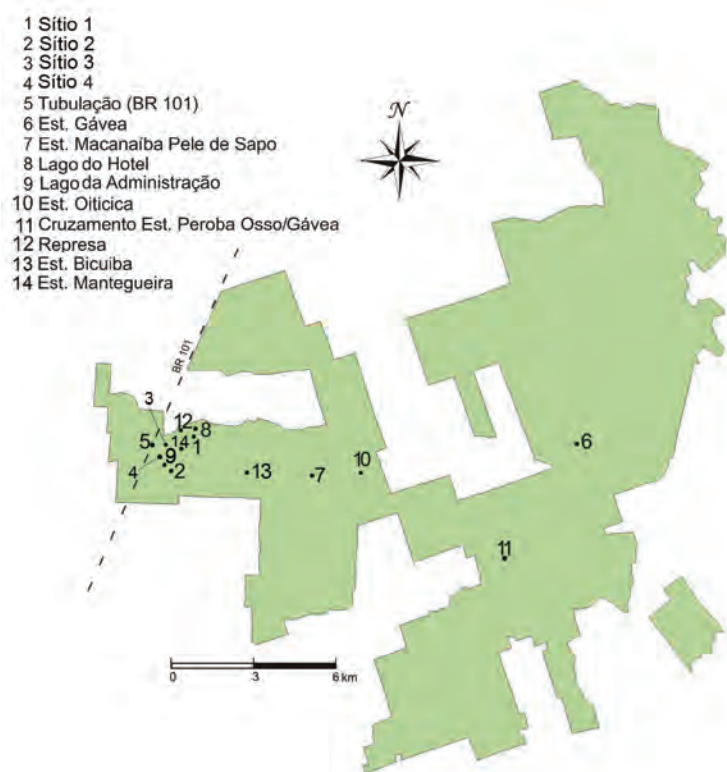


Figura 1: Mapa da Reserva Natural Vale, estado do Espírito Santo, suldeste do Brasil, com localização das parcelas (sítios 1 a 4) onde foram instalados coletores de sementes e efetuadas capturas de morcegos com redes de neblina, e sítios onde foram realizadas apenas capturas com rede de neblina (pontos 5 a 14).

¹ Como a unidade de dispersão pode variar de entre as espécies (p. ex., sementes em *Solanum* spp. e frutos em *Ficus* spp.), foi adotado o termo mais genérico "diásporo", conforme sugerem Lobova *et al.* (2009).

provenientes da dispersão por morcegos, e outra ao final da tarde, para o recolhimento do material depositado pelas aves. Os diásporos retirados dos coletores foram acondicionados em envelopes de papel e levados ao laboratório para análise sob microscópio estereoscópico. A identificação desse material foi feita com o auxílio de pranchas fornecidas por Lobova *et al.* (2009) e a partir de consulta a uma coleção de referência de sementes da área de estudo, além de consultas ao curador do herbário da RNV, Geovane S. Siqueira. Cada espécie foi classificada quanto à sua síndrome de dispersão (autocórica, anemocórica e zoocórica) (Noguchi *et al.*, 2009; Silva & Rodal, 2009), estágio sucessional (pioneira, secundária inicial e secundária tardia) (Rolim *et al.*, 1999), hábito (trepadeira, arbusto e árvore) e tipo de dispersão (endozoocórica e estomatocórica). Dados em Lobova *et al.* (2009) também foram utilizados nessas classificações.

Pelo menos uma amostra de cada espécie ou morfoespécie vegetal registrada no presente estudo encontra-se depositada como testemunho no Laboratório de Mastozoologia da Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro (UFRRJ).

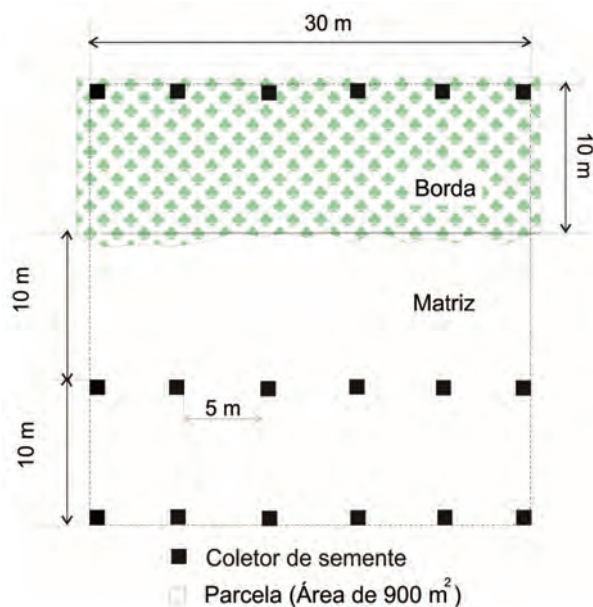


Figura 2: Representação esquemática de parcela instalada em área de borda de mata e matriz adjacente na Reserva Natural Vale, estado do Espírito Santo, sudeste do Brasil, mostrando a distribuição dos coletores de sementes.

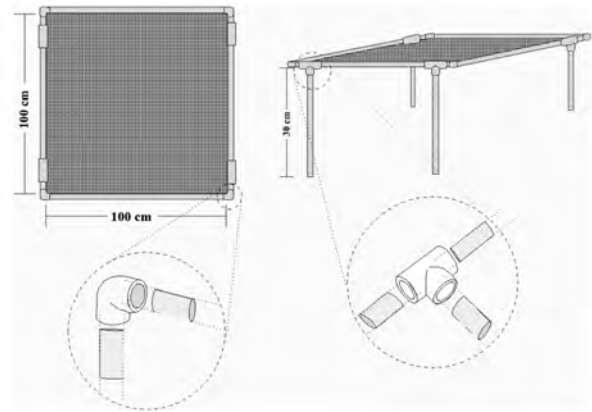


Figura 3: Coletor de sementes (1 m²) utilizado na Reserva Natural Vale, estado do Espírito Santo, sudeste do Brasil, para amostragem da chuva de sementes. Foto: Isaac P. Lima.

Amostragem em Redes de Neblina

Além da chuva de sementes, foram estudadas as interações entre morcegos frugívoros e frutos por meio de amostragens em redes de neblina, a partir das quais foi possível obter, diretamente dos morcegos, tanto amostras fecais (endozoocoria) quanto diásporos transportados oralmente (estomatocoria). Os dados utilizados nessa análise foram obtidos em diversos sítios dentro da Reserva (p. ex., borda e interior de mata, sobre coleções de água), incluindo as parcelas onde foram instalados os coletores (Figura 1, pontos de 1 a 14). O esforço de captura, calculado de acordo com Straube & Bianconi (2002), foi de 147.900 m².h de rede. As amostragens foram feitas entre dezembro de 2007 e novembro de 2012, envolvendo redes de neblina armadas ao nível do solo e expostas, usualmente, por quatro horas em seguida ao pôr do sol. Como houve sobreposição entre o período de amostragem

com coletores e redes nas parcelas, foi mantida uma distância de cerca de 100 metros entre esses dispositivos, visando evitar eventual interferência do chamado de “distress” de morcegos capturados nas redes sobre a chuva de sementes. Essas vocalizações poderiam atrair outros morcegos para o ponto de captura (p. ex., Simmons & Voss, 1998) e incrementar artificialmente o número de sementes depositadas nos coletores.

Os morcegos capturados eram analisados quanto à presença de diásporos transportados oralmente e, em seguida, eram colocados individualmente em sacos de pano, onde eram mantidos por pelo menos 30 minutos antes da soltura para obtenção das amostras fecais. Os diásporos transportados oralmente eram acondicionados individualmente em sacos plásticos etiquetados. Após soltura dos morcegos, os sacos de pano eram guardados e vistoriados em laboratório para acondicionamento das amostras fecais em sacos plásticos individualmente etiquetados. Os procedimentos de identificação e tombamento de testemunho desse material foram os mesmos descritos para as sementes obtidas nos coletores.

O Laboratório de Mastozoologia da UFRRJ também abriga material testemunho referente aos morcegos da RNV, capturados e colecionados de acordo com licença emitida pelo ICMBio/Sisbio (158 9-1). Esses morcegos encontram-se preservados sob a forma de pele cheia ou em meio líquido (álcool 70%).

Análise de Dados

Para avaliar se os esforços amostrais nos diferentes métodos foram suficientes para detectar a riqueza de interações entre morcegos e frutos na RNV, foram construídas curvas do coletor randomizadas. Tendo em vista que não houve estabilização em nenhum dos casos, foram empregados estimadores não paramétricos de riqueza de espécies. Em ambos os casos as análises foram efetuadas no programa R (R Core Team, 2015), utilizando-se o pacote Vegan (Oksanen *et al.*, 2015). Foi avaliada ainda a importância de cada espécie frugívora no processo de dispersão

de sementes a partir do índice de importância de dispersão (IID), proposto por Galindo-González *et al.* (2000). Este índice é dado pela fórmula $IID = (S \times B)/1000$, onde S é a porcentagem de amostras fecais com sementes obtidas de uma dada espécie de morcego e B é a abundância relativa dessa espécie, aqui representada por sua frequência relativa de captura.

RESULTADOS

Chuva de Sementes

Os coletores receberam 3.570 diásporos, dos quais 3.527 foram identificados pelo menos em nível de família e 43 apenas até morfoespécie. Foram reconhecidas 37 famílias e 95 espécies ou morfoespécies no primeiro grupo, e 17 morfoespécies no segundo, totalizando 112 espécies ou morfoespécies (Tabela 2). A grande maioria dos diásporos que alcançaram os coletores foi classificada como zoocórica (n = 1.742; 49%) ou anemocórica (n = 1.519; 43%), ficando as autocóricas com menos de 10% do total (n = 266) (Figura 4A). O número de espécies de plantas com diásporos zoocóricos nos coletores, entretanto, foi superior ao dobro do observado para os anemocóricos (n = 73 vs. 28), enquanto os autocóricas (n = 11) permanecem em pequena proporção (Figura 4B).

Dos 1.742 diásporos zoocóricos, 1.127 chegaram aos coletores durante a noite (65%), sendo a maioria deles (n = 1.118; 99%) atribuída aos morcegos². Esses diásporos associados à quiropterocoria permitiram a identificação de 15 espécies, pertencentes a 11 famílias, ficando apenas quatro diásporos reportados apenas como morfoespécies (Tabela 2). Frutos do gênero *Ficus* corresponderam a 77% dos diásporos identificados pelo menos em nível de gênero e foram reconhecidos em quatro espécies. O segundo táxon com maior representatividade foi *Solanum*, com 14% dos diásporos, ficando em terceiro *Phyllodendron*, com 5%. As famílias com maior representatividade de espécies foram Moraceae (n = 4) e Urticaceae (n = 2). Os coletores localizados na área aberta

2 A associação desses diásporos com morcegos e não com outros animais noturnos (p. ex., marsupiais, roedores arborícolas) foi feita através de suas características (p. ex., tamanho, dureza) e do tamanho das fezes nas quais eles foram coletados (nos casos de endozocoria). Descartou-se também a possibilidade de aves empoleiradas em repouso sobre os coletores da mata terem contribuído para a chuva de sementes nesse local, já que o material fecal nesse grupo apresenta depósito de ácido úrico (pasta branca insolúvel em água), sendo facilmente identificável.

Tabela 2: Espécies de plantas amostradas em coletores de sementes em áreas de borda de mata e matrizes adjacentes na Reserva Natural Vale, estado do Espírito Santo, sudeste do Brasil, com respectivos números de diásporos e classificação quanto à síndrome de dispersão.

Família	Espécie	Nome popular	Nº de diásporos	Síndrome de dispersão
ANACARDIACEAE	<i>Astronium concinum</i>	gonçalo-alves	9	Ane
	<i>Astronium graveolens</i>	aderne	36	Ane
	<i>Xylopia sericea</i>	pindaíba-branca	1	Orn
ANNONACEAE	Annonaceae		1	Orn
APOCYNACEAE	<i>Forsteronia</i> sp.		2	Ane
	<i>Forsteronia leptocarpa</i>	cipô-gril	4	Ane
ARACEAE	<i>Phyllodendron</i> sp.		59	Qui
ARECACEAE	<i>Euterpe oleracea</i> ³	palmito-açaí	6	Orn
	<i>Geonoma</i> sp.		2	Zoo
ASTERACEAE	Asteraceae	dente-de-leão	69	Ane
APOCYNACEAE	<i>Aspidosperma illustre</i>	tambú-pequiã	4	Ane
BIGNONIACEAE	Bignoniaceae 1		2	Zoo
	Bignoniaceae 2		2	Ane
	Bignoniaceae 3		3	Auto
	<i>Handroanthus arianeae</i>	ipê-preto	100	Ane
	<i>Handroanthus serratifolia</i>	ipê-amarelo	19	Ane
	<i>Sparattosperma leucanthum</i>	cinco-folhas	284	Ane
	<i>Zeyheria tuberculosa</i>	ipê-felpudo	189	Ane
BORAGINACEAE	<i>Cordia acutifolia</i>		4	Orn
	<i>Cordia</i> sp.		3	Zoo
CACTACEAE	<i>Opuntia brasiliensis</i>	mandacaru	23	Orn
CAESALPINIACEAE	<i>Apuleia leiocarpa</i>	garapa	24	Ane
	<i>Aspidosperma pyricollum</i>	pequiã-sobre	1	Ane
	Caesalpinaceae		1	Auto
	<i>Chamaecrista ensiformis</i>	jaúna	21	Auto
	<i>Dialium guianensis</i>	jataipeba	1	Orn
	<i>Poeppigia procera</i>	côco-d'óleo	5	Ane
	<i>Senna multijuga</i>	angico-branco	3	Auto
	<i>Senna</i> sp.		1	Orn
CLUSIACEAE	<i>Kielmeyera membranacea</i>	durce	19	Ane
	<i>Vismia martiana</i>	copiã	18	Orn
	<i>Vismia martiana</i>	copiã	7	Qui
COMBRETACEAE	<i>Terminalia mameluco</i>	pelada	31	Ane
ERYTHROXYLACEAE	<i>Erythroxylum</i> sp.		1	Zoo
EUPHORBIACEAE	Euphorbiaceae		3	Zoo
	<i>Senefeldera veticillata</i>	sucanga	1	Zoo
FABACEAE	<i>Platypodium elegans</i>	uruvalheira	8	Ane
	<i>Piptadenia adiantoides</i>	arranha-gato	3	Auto
	Fabaceae		1	Auto
	<i>Lonchocarpus cultratus</i>	óleo-amarelo	1	Auto
FLACOURTIACEAE	<i>Caesaria</i> sp.		6	Zoo
HUMIRIACEAE	<i>Humiriastrum mussunungense</i>	casca-dura	1	Qui
LAURACEAE	Lauraceae		2	Orn

3 Espécie exótica oriunda da Amazônia.

Família	Espécie	Nome popular	Nº de diásporos	Síndrome de dispersão
	<i>Licaria bahiana</i>	canela-chapéu	1	Orn
	<i>Ocotea</i> sp.	imbuia	4	Qui
LORANTHACEAE	<i>Phoradendron coriaceum</i>	erva-de-passarinho	41	Orn
MALPIGHIACEAE	<i>Byrsonima sericea</i>	muricí-do-brejo	7	Orn
	<i>Byrsonima stipulacea</i>	muricí	11	Qui
	<i>Byrsonima stipulacea</i>	muricí	6	Orn
	<i>Heteropterys oberdanii</i>	mucunã-vermelho	1	Ane
MELIACEAE	<i>Trichilia pseudostipularis</i>	amora-da-mata	1	Zoo
MENISPERMACEAE	Menispermaceae		1	Zoo
MIMOSACEAE	<i>Acacia mangium</i> ⁴	acácia	86	Orn
	<i>Albizia niopoides</i>	farinha-seca	1	Ane
	<i>Albizia pedicellaris</i>	jueirana-branca	15	Orn
	<i>Albizia polycephala</i>	manjolo	3	Ane
	<i>Inga laceifolia</i>	ingá	12	Orn
	<i>Inga laceifolia</i>	ingá	1	Qui
	<i>Inga</i> sp.	ingá	1	Zoo
	Leguminosa		17	Auto
	Mimosaceae 1		14	Auto
	Mimosaceae 2	arranha-gato	1	Ane
	<i>Siparuna</i> sp.		1	Zoo
	<i>Zornia latifolia</i>	arrozinho-do-campo	230	Auto
MORACEAE	<i>Brosimum</i> sp.		1	Zoo
	<i>Ficus gomelleira</i>	mata-pau	197	Qui
	<i>Ficus gomelleira</i>	mata-pau	102	Orn
	<i>Ficus nymphaeifolia</i>	apuí	566	Qui
	<i>Ficus</i> sp. 1	figueira	81	Qui
	<i>Ficus</i> sp. 1	figueira	42	Orn
	<i>Ficus</i> sp. 2	figueira	20	Qui
	<i>Ficus</i> sp. 3	figueira	5	Orn
	<i>Ficus</i> sp. 4	figueira	83	Orn
	<i>Helicostylis tomentosa</i>	jaquinha	1	Zoo
MYRTACEAE	<i>Eugenia excelsa</i>	goiabeira-vermelha	3	Orn
	<i>Eugenia</i> sp. 1		37	Orn
	<i>Eugenia</i> sp. 2	jamelão	1	Zoo
	<i>Eugenia uniflora</i>	pitanga	3	Orn
	Myrtaceae 1		1	Zoo
	Myrtaceae 2		3	Zoo
	<i>Plinia trunciflora</i>	jabuticaba	11	Orn
	<i>Psidium</i> sp.		2	Orn
	<i>Psidium</i> sp.		2	Qui
NYCTAGINACEAE	<i>Bougainvillea praecox</i>	capa-garrote	41	Ane
PASSIFLORACEAE	<i>Passiflora ceratocarpa</i>	maracujá-preto	1	Zoo
	<i>Passiflora</i> sp. 1		5	Orn
	<i>Passiflora</i> sp. 2		2	Qui
PERACEAE	Peraceae		1	Ane
PIPERACEAE	Piperaceae		9	Orn
POACEAE	<i>Melinis repens</i>	capim-seda	658	Ane
	Poaceae		15	Orn

4 Espécie exótica oriunda da Austrália.

Família	Espécie	Nome popular	Nº de diásporos	Síndrome de dispersão
RUBIACEAE	<i>Posoqueria latifolia</i>	fruta-de-macaco	2	Zoo
RUTACEAE	<i>Dictyoloma</i> sp.		3	Ane
SAPINDACEAE	<i>Serjania</i> sp.		2	Ane
	Sapindaceae		5	Zoo
SAPOTACEAE	Sapotaceae		12	Orn
SOLANACEAE	Solanaceae		1	Orn
	<i>Solanum</i> sp. 1		3	Orn
	<i>Solanum</i> sp. 1		151	Qui
	<i>Solanum</i> sp. 2		2	Orn
URTICACEAE	<i>Cecropia hololeuca</i>	embaúba	8	Qui
	<i>Cecropia hololeuca</i>	embaúba	6	Orn
	<i>Cecropia glaziovii</i>	embaúba	3	Qui
INDETERMINADAS	Indeterminada (Fezes de ave)1		8	Orn
	Indeterminada (semente branca)		1	Zoo
	Indeterminada (semente crenada)		2	Zoo
	Indeterminada 1		2	Zoo
	Indeterminada (semente comprida)		2	Zoo
	Indeterminada 13		2	Zoo
	Indeterminada 2		2	Zoo
	Indeterminada 3		1	Zoo
	Indeterminada (Fruto amarelo)		1	Zoo
	Indeterminada (semente rugosa)		1	Zoo
	Indeterminada (Fruto verde)		1	Zoo
	Indeterminada (semente vermelha)		1	Qui
	Indeterminada (semente achatada)		1	Ane
	Indeterminada (semente alada)		1	Ane
	Indeterminada 16		13	Orn
	Indeterminada (Fezes Ave) 2		3	Orn
	Indeterminada 4		1	Orn
Total			3.570	

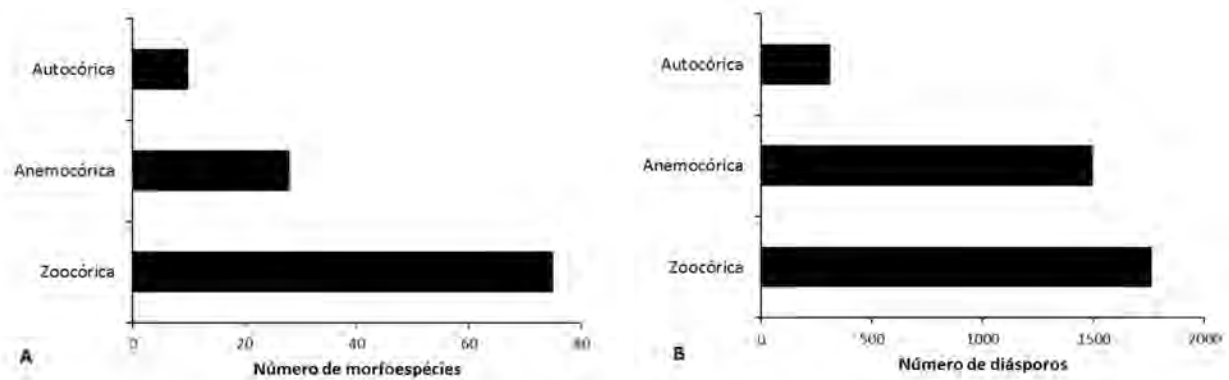


Figura 4: Frequência de ocorrência das síndromes de dispersão observadas em plantas registradas em coletores de sementes em áreas de borda e matrizes adjacentes na Reserva Natural Vale, estado do Espírito Santo, sudeste do Brasil. Legenda: (A) Dados organizados de acordo com o número de morfoespécies e (B) número de diásporos.

receberam juntos diásporos de nove espécies, o que representa cerca de 50% das espécies encontradas na borda (Tabela 2).

Das 15 espécies quiropterocóricas identificadas nos coletores, 60% são típicas de estágios iniciais de sucessão ecológica (pioneiras = 3; secundárias iniciais = 6) e 67% são de porte arbóreo (Tabela 3). Em número de diásporos, espécies arbóreas também dominaram os coletores, principalmente em função da elevada frequência de frutos de *Ficus* spp. nas amostras. Quanto ao tipo de dispersão, a maioria das espécies foi classificada como endozoocórica (87%), com apenas duas espécies associadas à estomatocoria. A curva do coletor para espécies presentes na chuva de sementes proporcionada pelos morcegos não evidenciou estabilização (Figura 5), sugerindo que a riqueza de plantas quiropterocóricas que alcançam as áreas de borda e matrizes adjacentes na RNV foi apenas parcialmente amostrada. Estimadores de riqueza de espécies sugerem que esforço adicional com coletores de sementes poderia resultar em lista de cerca de 20 espécies com diásporos levados

até a borda da mata e adjacências pelos morcegos (Chao = $19 \pm 4,05$; Jack 1 = $22 \pm 2,63$; Jack 2 = 23; Bootstrap = $18 \pm 1,51$).

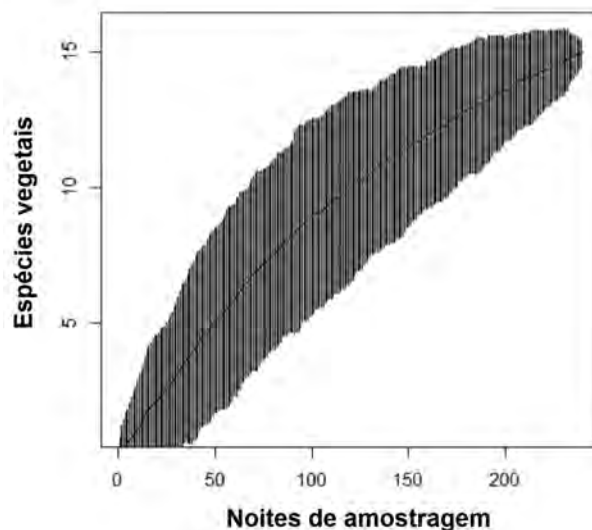


Figura 5: Curva do coletor para espécies vegetais presentes na chuva de sementes durante o período noturno em áreas de borda e matrizes adjacentes na Reserva Natural Vale, estado do Espírito Santo, sudeste do Brasil.

Tabela 3: Número de diásporos zoocóricos obtidos no período noturno em coletores de sementes situados na borda da mata e em matrizes adjacentes na Reserva Natural Vale, estado do Espírito Santo, sudeste do Brasil.

Família/Espécie	Borda	10 m	20 m	Total	%	ES*	Hábito
<i>Byrsonima stipulacea</i>	11			11	0,98	SI	Arbóreo
<i>Cecropia glaziovii</i>	3			3	0,27	PI	Arbóreo
<i>Cecropia hololeuca</i>	8			8	0,72	PI	Arbóreo
<i>Ficus gomelleira</i>	105	92		197	17,62	SI	Arbóreo
<i>Ficus nymphaeifolia</i>	557		9	566	50,63	SI	Arbóreo
<i>Ficus</i> sp. 1	39	42		81	7,25	SI	Arbóreo
<i>Ficus</i> sp. 2	11		9	20	1,79	SI	Arbóreo
<i>Humiriastrum mussunungense</i>	1			1	0,09		Arbóreo
Indeterminada (Fruto amarelo)	1			1	0,09		
Indeterminada (semente branca)	1			1	0,09		
Indeterminada (semente rugosa)	1			1	0,09		
Indeterminada 2	2			2	0,18		
<i>Inga laceifolia</i>	1			1	0,09	ST	Arbóreo
<i>Ocotea</i> sp.	3		1	4	0,36	ST	Arbustivo
<i>Passiflora</i> sp. 2	1		1	2	0,18	ST	Trepadeira
<i>Phyllodendron</i> sp.	59			59	5,28		Trepadeira
<i>Psidium</i> sp.			2	2	0,18		Arbustivo
<i>Solanum</i> sp. 1		77	74	151	13,51	PI	Arbustivo
<i>Vismia martiana</i>		3	4	7	0,63	SI	Arbóreo
Total	804	214	100	1.118	100		

*Espécies classificadas quanto ao seu estágio sucessional (ES) (PI - pioneiras, SI - secundárias iniciais e ST - secundárias tardias) e hábito.

**Espécies sem classificação (mais de um estágio no gênero ou espécie de classificação indefinida).

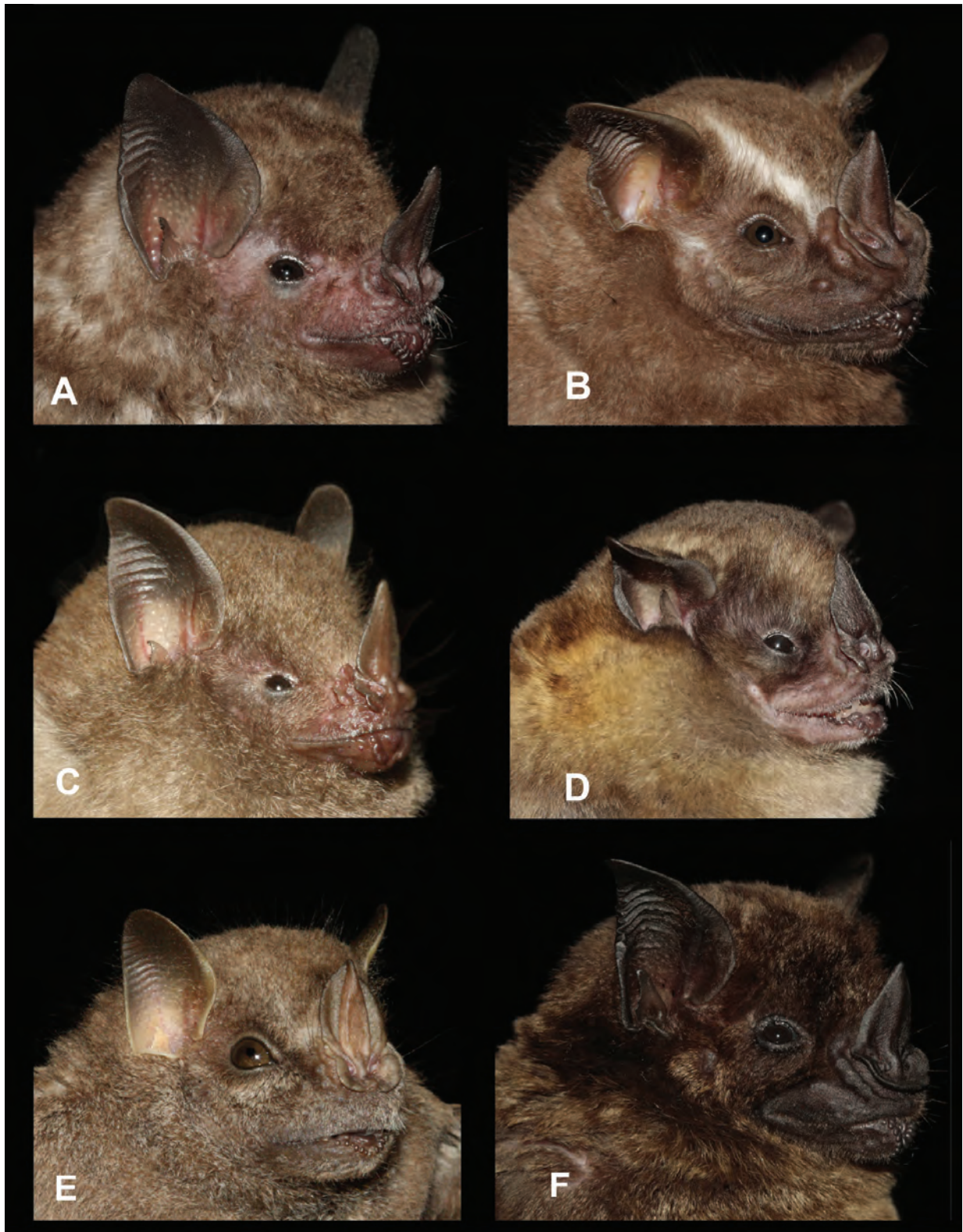


Figura 6: Exemplos de morcegos frugívoros especializados (A - *Carollia perspicillata*, B - *Artibeus lituratus*, C - *Rhinophylla pumilio*, D - *Sturnira tildae*, E - *Chiroderma villosum*) e onívoro (F - *Phyllostomus hastatus*) com presença de diásporos em fezes coletadas na Reserva Natural Vale, estado do Espírito Santo, sudeste do Brasil. A ordem das espécies está de acordo com o índice de importância do dispersor (ver Tabela 4). Fotos: Marcelo R. Nogueira.

Tabela 4: Filostomídeos para os quais foram obtidas amostras fecais positivas para diásporos na Reserva Natural Vale, estado do Espírito Santo, sudeste do Brasil, e respectivos valores de número total de capturas (N), número total de sementes recolhidas nas fezes (NTSF), número de amostras fecais coletadas (NAF) e índice de importância do dispersor (IID).

Táxon	N	%	NTSF	%	NAF	%	IID
<i>Artibeus lituratus</i> (Olfers, 1818)	384	27,4	8.828	47,4	77	27,02	0,74
<i>Carollia perspicillata</i> (Linnaeus, 1758)	336	24	7.205	38,7	145	50,88	1,22
<i>Artibeus obscurus</i> (Schinz, 1821)	101	7,2	313	1,7	9	3,16	0,02
<i>Rhinophylla pumilio</i> Peters, 1865	75	5,4	733	3,9	17	5,96	0,03
<i>Platyrrhinus recifinus</i> (Thomas, 1901)	45	3,2	81	0,4	8	2,81	0,01
<i>Sturnira lilium</i> (É. Geoffroy, 1810)	35	2,5	416	2,2	10	3,51	0,01
<i>Dermanura gnoma</i> (Handley, 1987)	18	1,3	34	0,2	1	0,35	0,00046
<i>Dermanura cinerea</i> (Gervais, 1856)	32	2,3	27	0,1	3	1,05	0,00242
<i>Phyllostomus hastatus</i> (Pallas, 1767)	3	0,2	577	3,1	2	0,70	0,00014
<i>Chiroderma villosum</i> Peters, 1860	25	1,8	179	1,0	3	1,05	0,00189
<i>Sturnira tildae</i> de la Torre, 1959	5	0,4	27	0,1	2	0,70	0,00028
<i>Vampyressa pusilla</i> (Wagner, 1843)	16	1,1	196	1,1	7	2,46	0,00270
<i>Uroderma magnirostrum</i> Davis, 1968	1	0,1	4	0,02	1	0,35	0,00004
Total	1.076		18.620		285		

Amostragem com Redes de Neblina

Durante a amostragem de morcegos na RNV foram capturados 1.694 indivíduos, dos quais 1.380 pertencem à família Phyllostomidae, onde estão os potenciais dispersores de sementes. Foram identificadas 31 espécies pertencentes a essa família, incluindo grupos especializados na frugivoria (Stenodermatinae, Carollinae e Rhinophyllinae) e grupos que podem incluir frutos em sua dieta, mas que não são especializados (Glossophaginae, Phyllostominae e Micronycterinae; ver Tabela 1 para a lista completa da quiropterofauna da RNV). No primeiro grupo estão 79% dos indivíduos e 52% das espécies de Phyllostomidae amostradas, ficando o segundo grupo com 17% e 45%, respectivamente. Amostras fecais contendo diásporos e, em frequência bem menor, transporte oral de diásporos, foram registradas apenas para frugívoros especializados (n = 12 spp.) e para o onívoro *Phyllostomus hastatus* (Figura 6) (Tabela 4).

A partir das capturas dos morcegos obteve-se 285 amostras (fecais e orais) que totalizaram 18.620 diásporos, identificados em 23 espécies de 11 famílias (Tabela 3). Urticaceae e Solanaceae foram as famílias com maior representatividade em número de amostras (25% cada; Figura 7), o que refletiu o uso de *Cecropia* spp. por estenodermatíneos, principalmente *A. lituratus*, e de *Solanum* spp. por *C. perspicillata*. Urticaceae

(33%) e Solanaceae (17%) também dominaram a amostra em número de diásporos, vindo em seguida Piperaceae e Melastomataceae, ambas com 15%. Quanto à riqueza, Solanaceae e Moraceae, cada uma com quatro espécies, e Urticaceae, Piperaceae e Araceae (Figura 8 e 9), cada uma com três, se destacaram das demais famílias, a maioria com apenas um representante. A curva do coletor relativa às amostras fecais de morcegos capturados em rede sugere que esforço adicional implicaria na descoberta de novas interações entre morcegos e frutos na RNV (Figura 10), podendo chegar a cerca de 30 espécies (Chao = 27±4,05; Jack 1 = 30±2,62; Jack 2 = 31; Bootstrap = 26±1,59).

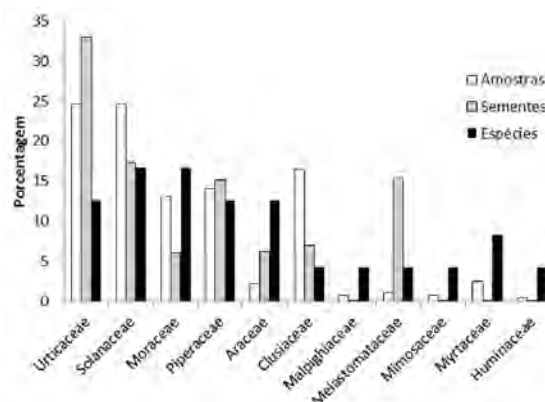


Figura 7: Porcentagem de amostras, sementes e espécies das famílias vegetais provenientes da captura de morcegos amostrados com redes de neblina na Reserva Natural Vale, estado do Espírito Santo, sudeste do Brasil.



Figura 8: Diásporos de Moraceae (A - *Ficus gomeleira* e B - *Ficus nymphaeifolia*), Melastomataceae (C - *Miconia cinnamomifolia*), Arecaceae (D e E) e Clusiaceae (F - *Vismia martiana*) encontrados em fezes de morcegos capturados com redes de neblina na Reserva Natural Vale, estado do Espírito Santo, sudeste do Brasil. Fotos: Isaac P. Lima. Barras de escala = 1 mm.

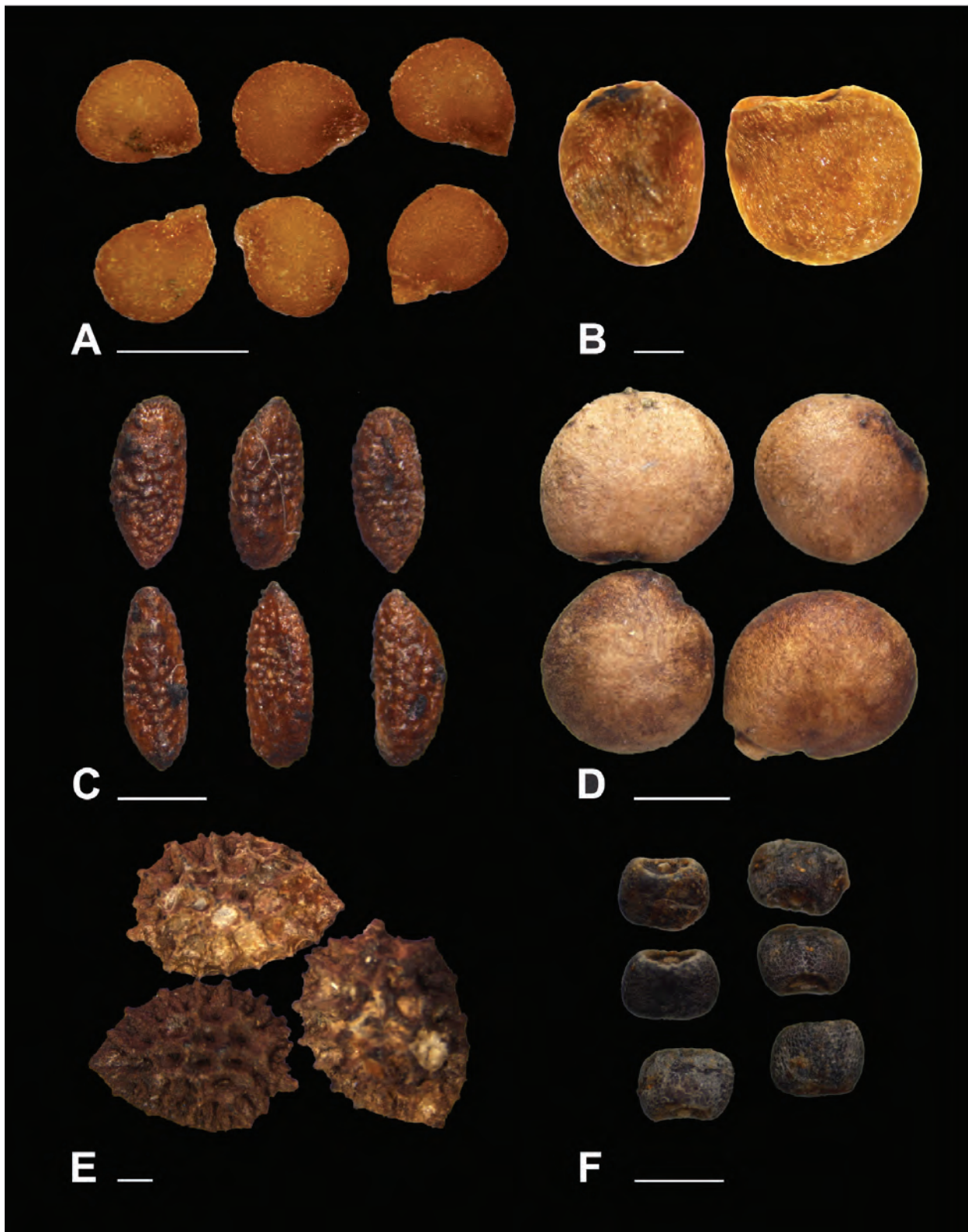


Figura 9: Diásporos de Solanaceae (A - *Solanum* sp.1 e B - *Solanum* sp.2), Urticaceae (C - *Cecropia hololeuca*), Myrtaceae (D - *Psidium* sp.), Passifloraceae (E - *Passiflora* sp.) e Piperaceae (F - *Piper* sp.) encontrados em fezes de morcegos capturados com redes de neblina na Reserva Natural Vale, estado do Espírito Santo, sudeste do Brasil. Fotos: Isaac P. Lima. Barras de escala = 1 mm.

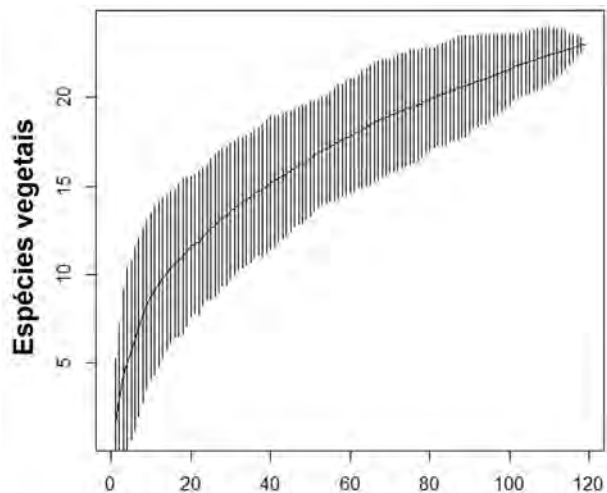


Figura 10: Curva do coletor relativa às amostras fecais de morcegos capturados com redes de neblina durante o período noturno na Reserva Natural Vale, estado do Espírito Santo, sudeste do Brasil.

Assim como na amostragem por meio dos coletores, interações identificadas pelas amostras fecais e por diásporos transportados oralmente mostram um predomínio no uso de espécies pioneiras e secundárias iniciais (82%) e de porte arbóreo (59%). Além disso, também predominou a endozoocoria (91%), havendo apenas duas espécies cujo diásporo foi trazido na boca dos morcegos (estomatocoria). Essas espécies estomatocóricas foram as mesmas registradas nos coletores de sementes (*Byrsonima stipulacea* e *Humiriastrum mussunungense*). Também foi registrado o uso de uma espécie exótica, a Mimosaceae australiana *Acacia mangium*, por morcegos.

Artibeus lituratus e *C. perspicillata* (Figura 6) foram os morcegos mais abundantes na RNV, representando, respectivamente, 27% e 24% das capturas entre os indivíduos dos quais se obteve amostras fecais ou orais, enquanto a terceira espécie mais abundante, *Artibeus obscurus*, correspondeu a apenas 7% da amostra (Tabela 4). Embora ambos representem cerca de 25% das capturas, *C. perspicillata* alcançou IID quase duas vezes maior do que *A. lituratus*, tendo apresentado amostras fecais positivas para diásporos em cerca de 50% das capturas, contra 27% dessa última espécie. Em número de diásporos, tanto *A. lituratus* (47%)

quanto *C. perspicillata* (39%) tiveram elevada contribuição (Tabela 5).

Carollia perspicillata consumiu frutos de 14 espécies em nove famílias, mas 88% de suas amostras fecais continham diásporos de apenas três famílias (Solanaceae, 55%; Clusiaceae, 39% e Piperaceae, 33%), com um gênero em cada (*Solanum*, *Vismia* e *Piper*). *Artibeus lituratus* interagiu com um número similar de espécies ($n = 12$) e com o mesmo número de famílias, mas 87% de suas amostras fecais/orais eram de Urticaceae (49%) e Moraceae (18%), com apenas dois gêneros representados (*Cecropia* e *Ficus*). Embora *A. lituratus* e *C. perspicillata* tenham preferências alimentares distintas, elas compartilham seis itens alimentares (Tabela 5). *Artibeus obscurus* e *P. recifinus* apresentaram padrão similar ao de *A. lituratus* (dominância de *Cecropia* spp.), enquanto *Vampyressa pusilla* utilizou principalmente *Ficus* spp.. Para *Sturnira* spp. (Figura 6), apenas uma dentre as 12 amostras fecais obtidas não continham diásporos pertencentes ao gênero *Solanum*. *Chiroderma villosum* (Figura 6) consumiu apenas *Ficus* sp. e apresentou número relativamente elevado de sementes nas três amostras fecais obtidas para essa espécie ($n = 47, 65$ e 67). *Rhinophylla pumilio* (Figura 6) foi a terceira espécie em número de amostras fecais e interagiu com nove plantas de seis famílias (Tabela 5). Houve domínio de Clusiaceae (41%) nas amostras dessa espécie, mas o consumo de Araceae também deve ser destacado, visto que 50% das amostras fecais nas quais essa família foi registrada foram produzidas por *R. pumilio* (*C. perspicillata* e *A. lituratus* produziram as demais). Outras interações que merecem destaque são as de *B. stipulacea* e *H. mussunungense* (Figura 11) com *A. lituratus*. Esse morcego foi o único observado consumindo frutos dessas plantas, sendo a última delas endêmica da Floresta de Muçununga da RNV.

Tabela 5: Espécies de plantas classificadas por hábito e tipo de dispersão (endozoocórica e estomatocórica) e sua representatividade em amostras fecais ou transportadas oralmente por morcegos capturados na Reserva Natural Vale, estado do Espírito Santo, sudeste do Brasil.

Itens alimentares	Família	Hábito	Disp.	Al	Cp	Sl	Rp	Cv	Pr	St	Vp	Um	Ao	Ph	Dg	Dc	Total	%
<i>Vismia martiana</i>	Clu	Arbóreo	Endo	1	40		7										48	16,8
<i>Cecropia glaziovii</i>	Urt	Arbóreo	Endo	30	3	1	1	1	1				5	2			43	15,1
<i>Piper</i> sp.1	Pip	Arbustivo	Endo	3	31		2						1				37	13,0
<i>Solanum</i> sp.1	Sol	Arbustivo	Endo	1	26	7		1	1	2							37	13,0
<i>Solanum</i> sp.2	Sol	Arbustivo	Endo		26	2		1	1		1						30	10,5
<i>Ficus</i> sp.1	Mor	Arbóreo	Endo	13			1	3					1		3		21	7,4
<i>Cecropia</i> sp.	Urt	Arbóreo	Endo	14	1		1				1		1				18	6,3
<i>Ficus</i> sp.2	Mor	Arbóreo	Endo	5							4		1		1		11	3,9
<i>Cecropia hololeuca</i>	Urt	Arbóreo	Endo	5				5									10	3,5
<i>Psidium</i> sp.	Myr	Arbóreo	Endo		6												6	2,1
<i>Phyllodendron</i> sp.	Ara	Trepadeira	Endo		2		2										4	1,4
<i>Byrsonima stipulacea</i>	Mal	Arbóreo	Esto	2													2	0,7
<i>Miconia cinnamomifolia</i>	Mel	Arbóreo	Endo	1	2												3	1,1
<i>Acacia mangium</i>	Mim	Arbóreo	Endo		2												2	0,7
Araceae	Ara	Trepadeira	Endo	1	1		1										3	1,1
<i>Ficus</i> sp.3	Mor	Arbóreo	Endo								2						2	0,7
<i>Piper</i> sp.2	Pip	Arbóreo	Endo		2												2	0,7
<i>Humiriastrum mussunungense</i>	Hum	Arbóreo	Esto	1													1	0,4
<i>Piper</i> sp.3	Pip	Arbustivo	Endo				1										1	0,4
<i>Solanum</i> sp.3	Sol	Arbustivo	Endo		1												1	0,4
Myrtaceae	Myr	Arbóreo	Endo		1												1	0,4
<i>Ficus clusifolia</i>	Mor	Arbóreo	Endo		1												1	0,4
Solanaceae	Sol	Arbustivo	Endo				1										1	0,4
Total de amostras fecais				77	145	10	17	3	8	2	7	1	9	2	1	3	285	100
Total de itens alimentares				12	15	3	9	2	5	1	3	1	6	1	1	1		
Total de diásporos				8.828	7.205	416	733	179	81	27	196	4	313	577	34	27	18.620	

Siglas empregadas são como se segue: Al = *Artibeus lituratus*; Cp = *Carollia perspicillata*; Sl = *Sturnira lilium*; Rp = *Rhinophylla pumilio*; Cv = *Chirolema villosum*; Pr = *Platyrrhinus recifinus*; St = *Sturnira tildae*; Vp = *Vampyressa pusilla*; Um = *Uroderma magnirostrum*; Ao = *Artibeus obscurus*; Ph = *Phyllostomus hastatus*; Dg = *Dermanura gnoma*. Ara = Araceae; Clu = Clusiaceae; Hum = Humiriaceae; Mal = Malpighiaceae; Mel = Melastomataceae; Mor = Mimosaceae; Mor = Moraceae; Myr = Myrtaceae; Pip = Piperaceae; Sol = Solanaceae; Urt = Urticaceae.

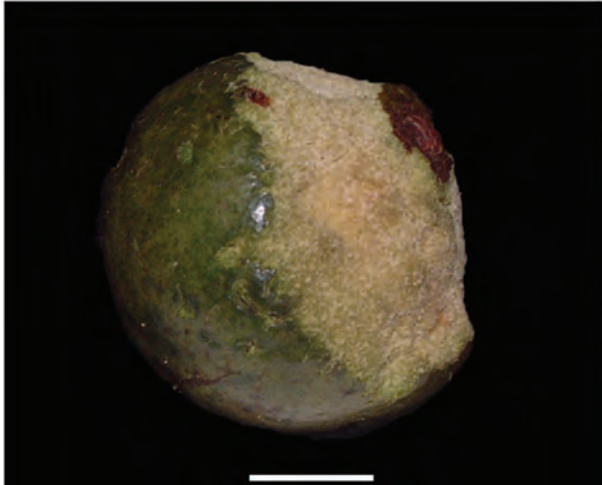


Figura 11: Fruto de *Humiriastrum mussunungense* encontrado em rede de neblina ao lado de *Artibeus lituratus* na Reserva Natural Vale, estado do Espírito Santo, sudeste do Brasil. Foto: Isaac P. Lima. Barra de escala = 1 cm.

DISCUSSÃO

A importância da zoocoria tem sido amplamente demonstrada para florestas tropicais, principalmente em florestas mais úmidas como a Mata Atlântica (Piña-Rodrigues & Aguiar, 1993; Pivello *et al.*, 2006; Venzke *et al.*, 2014). Mesmo dentro desse bioma parece haver um gradiente com aumento da proporção de zoocóricas das formações caducifólias para as ombrófilas (Almeida-Neto *et al.*, 2008). A elevada proporção de zoocóricas aqui reportada para áreas de borda na RNV é, portanto, compatível com a localização dessa reserva no domínio da floresta ombrófila (IBGE, 1993), embora em análises mais detalhadas suas matas sejam classificadas tanto como semidecíduas (Peixoto & Gentry, 1990; Massad *et al.*, 2011) quanto intermediárias entre semidecíduas e ombrófilas (Jesus & Rolim, 2005).

Considerando-se apenas as plantas zoocóricas, 65% dos diásporos amostrados na RNV chegaram aos coletores durante a noite, evidenciando importante contribuição dos morcegos para esse modo de dispersão. As quatro famílias de plantas com maior representatividade nessa chuva noturna (Moraceae, Urticaceae, Solanaceae e Araceae) também apareceram em destaque nas amostras fecais, juntamente com Piperaceae e Clusiaceae. Essas seis famílias estão entre as sete mais frequentemente representadas na dieta de morcegos na região Neotropical e cinco delas

estão entre as seis mais consumidas na região central da Guiana Francesa, área bem estudada para interações entre morcegos e frutos (Lobova *et al.*, 2009). Essa congruência deve-se, em parte, à forte relação de preferência entre alguns gêneros de morcegos e *Cecropia*, *Ficus*, *Piper*, *Solanum* e *Vismia* (Muscarella & Fleming, 2007; Mello *et al.*, 2011). Embora alguma variação na predominância de uso desses gêneros possa existir, o que dependerá da abundância local dessas plantas (Gonçalves da Silva *et al.*, 2008), o padrão está amplamente documentado na literatura e parece refletir um componente histórico (filogenético), no qual subfamílias de morcegos estão associadas a gêneros/famílias de plantas em particular (Giannini & Kalko, 2005). Por trás dessas associações ancestrais, provavelmente está a disponibilidade espaço-temporal dos frutos desses gêneros, ricos em espécies na região Neotropical e com frutos ao longo das várias estações do ano (Fleming, 1986; Lobova *et al.*, 2009).

Por defecarem em voo, morcegos frequentemente transportam diásporos até áreas abertas (Gorchov *et al.*, 1993), cumprindo importante papel na restauração natural de habitat (Jordano *et al.*, 2006). Todavia, para que essa restauração tenha início, plantas típicas dos estágios iniciais da sucessão devem alcançar as áreas a serem restauradas e, nesse aspecto, os morcegos também se destacam. Dos cinco gêneros anteriormente mencionados como preferenciais no consumo por esses mamíferos, quatro (*Cecropia*, *Piper*, *Solanum* e *Vismia*) contêm espécies fortemente associadas à sucessão (Muscarella & Fleming, 2007). Dentre esses, apenas *Solanum* e *Vismia* foram encontrados nas linhas de coletores a céu aberto, mas tanto *Piper* quanto *Cecropia* devem chegar aos mesmos sítios por meio dos morcegos, visto que amostras fecais obtidas nas outras parcelas continham diásporos de ambos os gêneros (I.P. Lima, obs. pess.).

O conjunto funcional trófico representado pelos morcegos frugívoros (obrigatórios ou facultativos) da RNV é bastante diversificado, mesmo quando se considera apenas o subconjunto aqui identificado como vetor de diásporos (para a lista de todos os Phyllostomidae conhecidos para a Reserva ver Tabela 1). Há representantes de quatro subfamílias e em diversas classes de tamanho (6 a 110 g), o que, aliado à elevada diversidade florística

da Reserva, sugere ampla gama de interações (Fleming, 1991; Kalko *et al.*, 1996; Lobova *et al.*, 2009). Conforme esperado, *A. lituratus* e *C. perspicillata*, espécies mais comuns na RNV e com maiores índices de importância de dispersão, mantiveram como núcleo de sua dieta gêneros usualmente a elas associados (*Cecropia* e *Ficus*, e *Piper* e *Vismia*, respectivamente) (Gonçalves da Silva *et al.*, 2008; Lobova *et al.*, 2009; Mello *et al.*, 2011). *Carollia perspicillata* também se alimentou muito frequentemente de solanáceas, o que já havia chamado a atenção de Pedro & Passos (1995) durante breve estudo na RNV. Esses autores sugeriram que a elevada intensidade no uso de solanáceas por *C. perspicillata* pode estar associada à abundância relativamente baixa de *Sturnira* spp. na Reserva (espécies fortemente associadas a essa família botânica), o que ainda precisa ser testado, levando-se em consideração a disponibilidade de piperáceas e solanáceas na região.

Embora a maioria das espécies com as quais morcegos frugívoros interagiram na RNV apresente hábito arbóreo, as aráceas constituem notável exceção. Espécies dessa família são frequentemente epífitas, como os filodendros, e têm sido registradas na dieta de diversos morcegos frugívoros (Lobova *et al.*, 2009). Na RNV, como em outras áreas (Henry & Kalko, 2007; Lobova *et al.*, 2009), foi encontrada em associação com *R. pumilio* e *C. perspicillata*. Também incomuns foram os registros de plantas estomatocóricas, o que pode não refletir a importância dos frutos com sementes grandes na dieta dos morcegos. Estudos em abrigos diurnos ou mesmo noturnos (*p. ex.*, Zortéa & Chiarello, 1994) são necessários para avaliar um possível viés associado às redes e coletores de sementes. As poucas descobertas relativas à estomatocoria, entretanto, se mostraram importantes. *Byrsonima stipulacea* era indicada como possivelmente dispersa por morcegos e o presente estudo veio a confirmar essa interação. Já *H. mussunungense* trata-se de registro novo, tendo em vista que o gênero *Humiriastrum* ainda não havia sido assinalado na dieta de morcegos (Lobova *et al.*, 2009). Essa planta é endêmica da muçununga, que, por sua vez, representa formação endêmica da Mata Atlântica, com áreas de ocorrência restritas ao norte do Espírito Santo e sul da Bahia (Simonelli *et al.*, 2008).

Morcegos frugívoros são bem conhecidos por suas interações mutualísticas (Mello *et al.*, 2011), mas em pelo menos duas situações podem ter impacto negativo nas comunidades em que atuam. A primeira delas seria quando morcegos atuam como predadores de diásporos e não como dispersores (Nogueira & Peracchi, 2003; Wagner *et al.*, 2015). Embora morcegos do gênero *Chiroderma* apresentem modificações morfológicas e comportamentais que aparentemente evoluíram para o uso eficiente dos recursos nutricionais das sementes de *Ficus* (Nogueira *et al.*, 2005; Wagner *et al.*, 2015), no presente estudo foi evidenciado um número relativamente elevado de diásporos não danificados em amostras fecais de *C. villosum*. Ao contrário das amostras com poucos diásporos, que sugerem ter havido predação, mas não total (*p. ex.* alguns diásporos escapam da quebra e são engolidos), esses casos indicam que a adoção dessa estratégia pode ser facultativa. Na segunda situação de interação mutualística com impacto negativo, morcegos podem atuar como disseminadores de plantas exóticas, o que já foi demonstrado em relação a *A. lituratus* e *Terminalia catappa* (Sazima *et al.*, 1994; Zortéa & Chiarello, 1994). No presente caso, o agente dispersor na RNV também é *A. lituratus* e a planta exótica em questão, a australiana *A. mangium*, representa sério risco à conservação da muçununga (Meira Neto, 2012). Essa espécie também tem sido cultivada em áreas de savana na Amazônia, onde seu potencial de dispersão natural por longas distâncias foi demonstrado (ca. 900 m das áreas cultivadas; Aguiar *et al.*, 2014). Nesse caso, a ornitocoria foi sugerida como possível mecanismo de dispersão de longa distância (Aguiar *et al.*, 2014), mas morcegos também podem estar envolvidos, conforme demonstrado no presente estudo.

A RNV é uma das áreas mais ricas em espécies de plantas na Mata Atlântica (Peixoto & Gentry, 1990), suportando um grupo diversificado de morcegos frugívoros (Peracchi *et al.*, 2011). O presente trabalho vem somar aos dados inicialmente levantados por Pedro & Passos (1995) nessa Reserva, mostrando que morcegos contribuem para a chegada de diásporos de plantas pioneiras/sucessionais iniciais em áreas abertas e que eles interagem com diversificado conjunto de

plantas, estimado em mais de 30 espécies. Assim como em outras áreas ricas em espécies de plantas com frutos carnosos (p. ex., Gonçalves da Silva *et al.*, 2008; Loba *et al.*, 2009), também na RNV morcegos frugívoros retêm uma estrutura trófica baseada no uso de plantas-núcleo, adicionando elementos eventualmente típicos da flora local (*H. mussunungense*), no que aumentam sua importância como dispersores de sementes regionais e na Mata Atlântica de forma geral.

AGRADECIMENTOS

A Renato M. de Jesus pelo convite para realização deste estudo, permitindo a execução do projeto sobre a chuva de sementes na Reserva Natural Vale; a Ana Carolina Srebek de Araujo, pelo suporte logístico nos trabalhos de campo; ao Geovane S. Siqueira (curador do herbário da RNV), pela identificação do material botânico e a Wesley R. Silva e Marcelo T. Nascimento pela revisão do manuscrito. Agradecemos também a FAPERJ, pelo suporte financeiro concedido a Isaac P. Lima (processos E-26/100.021/2009) e Leandro R. Monteiro, ao CNPq, pelo apoio a Adriano L. Peracchi (processo 303622/2009-1) e Leandro R. Monteiro, e a Capes, pela bolsa PNPd concedida a Marcelo R. Nogueira.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Aguiar Jr. A.; Barbosa, R.I.; Barbosa, J.B.F.; Mourão Jr., M. 2014. Invasion of *Acacia mangium* in Amazonian savannas following planting for forestry. *Plant Ecology & Diversity* 7(1-2): 359-369.
- Almeida-Neto, M.; Campassi, F.; Galetti, M.; Jordano, P. & Oliveira-Filho, A. 2008. Vertebrate dispersal syndromes along the Atlantic forest: broad-scale patterns and macroecological correlates. *Global Ecology and Biogeography* 17: 503-513.
- Altringham, J.D. 2011. *Bats: from evolution to conservation*. 2ed. Oxford, Oxford University Press. 330p.
- Baker, R.J.; Solari, S.; Cirranello, A. & Simmons, N.B. 2016. Higher level classification of phyllostomid bats with a summary of DNA synapomorphies. *Acta Chiropterologica* 18(1): 1-38.
- Chiarello, A.G. 2000. Density and population size of mammals in remnants of Brazilian Atlantic Forest. *Conservation Biology* 14: 1649-1657.
- Fleming, T.H. 1986. Opportunism versus specialization: the evolution of feeding strategies in frugivorous bats. Pp. 105-118. In: A. Estrada & T.H. Fleming (eds) *Frugivores and seed dispersal*. Dordrecht, W. Junk Publishers.
- Fleming, T.H. 1991. The Relationship between Body Size, Diet, and Habitat Use in Frugivorous Bats, Genus *Carollia* (Phyllostomidae). *Journal of Mammalogy* 72: 493-501.
- Forzza, R.C.; Baumgratz, J.F.A.; Bicudo, C.E.M.; Canhos, D.A.L.; Carvalho-Jr, A.A.; Coelho, M.A.N.; Costa, A.F.; Costa, D.P.; Hopkins, M.G.; Leitman, P.M.; Lohmann, L.G.; Lughadha, E.N.; Maia, L.C.; Martinelli, G.; Menezes, M.; Morim, M.P.; Peixoto, A.L.; Pirani, J.R.; Prado, J.; Queiroz, L.P.; Souza, S.; Souza, V.C.; Stehmann, J.R.; Sylvestre, L.S.; Walter, B.M.T. & Zappi, D.C. 2012. New Brazilian Floristic List Highlights Conservation Challenges. *BioScience* 62: 39-45.
- Galindo-González, J.; Guevara, S.; Sosa, V.J. 2000. Bat and Bird-Generated Seed Rains at Isolated Trees in Pastures in a Tropical Rainforest. *Conservation Biology* 14: 1693-1703.
- Giannini, N.P. & Kalko, E.K.V. 2005. The guild structure of animalivorous leaf-nosed bats of Barro Colorado Island, Panama, revisited. *Acta Chiropterologica* 7: 131-146.
- Gonçalves da Silva, A.; Gaona, O. & Medellín, R.A. 2008. Diet and trophic structure in a community of fruit-eating bats in Lacandon Forest, Mexico. *Journal of Mammalogy* 89: 43-49.
- Gorchov, D.L.; Cornejo, F.; Ascorra, C. & Jaramillo, M. 1993. The role of seed dispersal in the natural regeneration of rain forest after strip-cutting in the Peruvian Amazon. *Vegetatio* 107/108: 339-349.
- Henry, M. & Kalko, E.K.V. 2007. Foraging Strategy and Breeding Constraints of *Rhinophylla pumilio* (Phyllostomidae) in the Amazon Lowlands. *Journal of Mammalogy* 88(1): 81-93.
- Hoppe, J.P.M.; Simões, M.B.; Pimenta, V.T.; Moreira, N.I.B.; Marinho, K.M. & Ditchfield, A.D. 2014a. First occurrence of *Nyctinomops macrotis* (Gray, 1839) (Chiroptera: Molossidae) in Espírito Santo, southeastern Brazil. *Check List* 10(2): 411-413.
- Hoppe, J.P.M.; Pimenta, V.T. & Ditchfield, A.D. 2014b. First occurrence of the recently described Patricia's Disk-winged bat *Thyroptera wynneae* (Chiroptera: Thyropteridae) in Espírito Santo, southeastern Brazil. *Check List* 10(3): 645-647.
- IBGE. 1993. *Mapa de Vegetação do Brasil*. Fundação Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística, Ministério da Agricultura, Rio de Janeiro.
- Jesus, R.M. & Rolim, S.G. 2005. *Fitossociologia da Mata Atlântica de Tabuleiro*. Boletim Técnico da Sociedade

- de Investigações Florestais, Viçosa 19: 1–149.
- Jordano, P.; Galetti, M.; Pizo, M.A. & Silva W.R. 2006. Ligando Frugivoria e Dispersão de sementes à biologia da conservação. Pages 411–436, In: C.D.F. Rocha, H.G. Bergallo, M. Van Sluys, & M.A.S. Alves (eds.). *Biologia da Conservação: essências*. Editorial Rima, São Paulo, Brasil.
- Kalko, E.K.V.; Herre, E.A. & Handley, C.O. 1996. Relation of fig fruit characteristics to fruit-eating bats in the new and old world tropics. *Journal of Biogeography* 23: 565–576
- Kunz, T.H.; Torrez, E.B. de; Bauer, D.; Lobova, T. & Fleming, T.H. 2011. Ecosystem services provided by bats. *Annals of the New York Academy of Sciences* 1223: 1–38.
- Lobova, T.A.; Geiselman, C.K. & Mori, S.A. 2009. Seed dispersal by bats in the Neotropics. New York, New York Botanical Garden, 465p.
- Massad, T.J.; Chambers, J.Q.; Rolim, S.G.; Jesus, R.M. & Dyer, L.A. 2011. Restoration of pasture to forest in Brazil's Mata Atlântica: the roles of herbivory, seedling defenses, and plot design in reforestation. *Restoration Ecology* 19: 257–267.
- Meira-Neto, J.A.A. 2012. Muçunungas: ecossistemas raros e ameaçados de extinção. In: Anais do 63o Congresso Nacional de Botânica, Joinville. Simpósio Vegetação do Brasil e mudanças globais. P1, 5–8pp.
- Mello M.A.R.; Marquitti, F.M.D.; Guimarães, Jr., P.R.; Kalko, E.K.V.; Jordano, P. & Aguiar, M.A.M. 2011. The Missing Part of Seed Dispersal Networks: Structure and Robustness of Bat-Fruit Interactions. *PLoS ONE* 6(2): e17395. doi:10.1371/journal.pone.0017395
- Muscarella, R. & Fleming, T.H. 2007. The role of frugivorous bats in tropical forest succession. *Biological Reviews* 82: 573–590.
- Noguchi, D.K.; Nunes, G.P. & Sartori, A.L.B. 2009. Florística e síndromes de dispersão de espécies arbóreas em remanescentes de Chaco de Porto Purinho, Mato Grosso do Sul, Brasil. *Rodriguésia* 60 (2): 353–365.
- Nogueira, M.R. & Peracchi, A.L. 2003. Fig-seed predation by 2 species of *Chiroderma*: discovery of a new feeding strategy in bats. *Journal of Mammalogy* 84 (1): 225–233.
- Nogueira, M.R.; Lima, I.P.; Moratelli, R.; Tavares, V.C.; Gregorin, R. & Peracchi, A.L. 2014. Checklist of Brazilian bats, with comments on original records. *Check List* 10 (4): 808–821.
- Nogueira, M.R.; Lima, I.P.; Peracchi, A.L. & Simmons, N.B. 2012. New genus and species of nectar-feeding bat from the Atlantic forest of southeastern Brazil (Chiroptera: Phyllostomidae: Glossophaginae). *American Museum Novitates* 3747: 1–30.
- Nogueira, M.R.; Monteiro, L.R.; Peracchi, A.L. & Araújo, A.F.B. 2005. Ecomorphological analysis of the masticatory apparatus in the seed-eating bats, genus *Chiroderma* (Chiroptera: Phyllostomidae). *Journal of Zoology* 266: 355–364.
- Oksanen, J.; Blanchet, F.G.; Kindt, R.; Legendre, P.; Minchin, P.R.; O'Hara, R.B.; Simpson, G.L.; Solymos, P.; Henry, M.; Stevens, H. & Wagner, H. 2015. *Vegan: Community Ecology Package*. R package version 2.2–1.
- Paglia, A.P.; Fonseca, G.A.B.; Rylands, A.B.; Herrmann, G.; Aguiar, L.M.S.; Chiarello, A.G.; Leite, Y.L.R.; Costa, L.P.; Siciliano, S.; Kierulff, M.C.M.; Mendes, S.L.; Tavares, V.C.; Mittermeier, R.A. & Patton, J.L. 2012. Lista Anotada dos Mamíferos do Brasil / Annotated Checklist of Brazilian Mammals. 2ª Edição / 2nd Edition. *Occasional Papers in Conservation Biology* 6: 1–76.
- Pedro, W.A. & Passos, F.C. 1995. Occurrence and food habits of some bat species from Linhares Forest Reserve, Espírito Santo, Brazil. *Bat Research News* 26 (1): 1–2.
- Peixoto, A.L. & Gentry, A. 1990. Diversidade e composição florística da mata de tabuleiro na Reserva Florestal de Linhares (Espírito Santo, Brasil). *Revista Brasileira de Botânica* 13: 19–25
- Peracchi, A.L. & Albuquerque, S.T. 1993. Quirópteros do município de Linhares, Estado do Espírito Santo, Brasil (Mammalia, Chiroptera). *Revista Brasileira de Biologia* 53 (4): 575–581.
- Peracchi, A.L.; Nogueira, M.R. & Lima, I.P. 2011. Novos achegos à lista dos quirópteros do município de Linhares, estado do Espírito Santo, sudeste do Brasil (Mammalia, Chiroptera). *Chiroptera Neotropical* 17 (1): 842–852.
- Pimenta, V.T.; Fonseca, B.S.; Hoppe, J.P.M. & Ditchfield, A.D. 2014. First occurrence of *Molossus coibensis* Allen, 1904 (Chiroptera, Molossidae) in Atlantic Forest Chiroptera Neotropical 20(1): 1237–1242.
- Piña-Rodrigues, F.C.M. & Aguiar, I.B. 1993. Maturação e dispersão de sementes. In: Aguiar, I.B.; Piña-Rodrigues, F.C.M. & Figliolia, M.B. (coord.) *Sementes florestais tropicais*. Brasília: ABRATES, 350 p.
- Pivello, V.R.; Petenon, D.; Jesus, F.M.; Meirelles, S.T.; Vidal, M.M.; Alonso, R.A.S.; Franco, G.A.D.C. & Metzger, J.P. 2006. Chuva de sementes em fragmentos de Floresta Atlântica (São Paulo, SP, Brasil), sob diferentes situações de conectividade, estrutura florestal e proximidade da borda. *Acta Botânica Brasílica* 20 (4): 845–859.
- R Core Team. 2015. *R: A language and environment for statistical computing*. R Foundation for Statistical

- Computing, Vienna, Austria. URL: <http://www.R-project.org/>.
- Ramos-Pereira, M.J. & Palmeirim, J.M. 2013. Latitudinal diversity gradients in new world bats: Are they a consequence of niche conservatism? *PLoS ONE* 8 (7): e69245. doi:10.1371/journal.pone.0069245.
- Reis, N.R.; Peracchi, A.L.; Pedro, W.A. & Lima, I.P. 2007. Morcegos do Brasil. 1. ed. Londrina, N.R. Reis. 253 p.
- Ribeiro, M.C.; Metzger, J.P.; Martensen, A.C.; Ponzoni, F.J & Hirota, M.M. 2009. The Brazilian Atlantic Forest: how much is left, and how is the remaining forest disturbed? Implications for conservation. *Biology Conservation* 142: 1141–1153.
- Rolim, S.G.; Couto, H.T.Z. & Jesus, R.M. 1999. Mortalidade e recrutamento de árvores na Floresta Atlântica em Linhares (ES). *Scientia Forestalis* 55: 49–69.
- Sazima, I.; Fischer, W.A.; Sazima, M. & Fischer, E.A. 1994. The fruit bat *Artibeus lituratus* as a forest and city dweller. *Ciência e Cultura*, São Paulo 46 (3): 164–168.
- Sazima, M.; Buzato, S. & Sazima, I. 2003. *Dysochroma viridiflorum* (Solanaceae): a Reproductively Bat-dependent Epiphyte from the Atlantic Rainforest in Brazil. *Annals of Botany* 92 (5): 725–730.
- Silva, M.C.N.A. & Rodal, M.J.N. 2009. Padrões das síndromes de dispersão de plantas em áreas com diferentes graus de pluviosidade, PE, Brasil. *Acta Botânica Brasileira* 23(4): 1040–1047.
- Simmons, N.B. & Voss, R.S. 1998. The mammals of Paracou, French Guiana: a neotropical lowland rainforest fauna part 1. Bats. *Bulletin of the American Museum of Natural History* 237: 1–219.
- Simonelli, M.; Souza, A.L.; Peixoto, A.L. & Silva, A.F. 2008. Floristic Composition and Structure of the Tree Component of a Muçununga Forest in the Linhares Forest Reserve, Espírito Santo, Brasil. *Memoirs of the New York Botanical Garden* 100: 251–370.
- SOS Mata Atlântica & Instituto Nacional de Pesquisas Espaciais. 2014. Atlas dos remanescentes florestais da Mata Atlântica - Período 2012-2013 - Relatório técnico. São Paulo. 1–61.
- Srbek-Araujo, A.C.; Rocha, M.F.; Peracchi, A.L. 2015. A Mastofauna da Reserva Natural Vale, Linhares, Espírito Santo, Brasil. *Ciência & Ambiente*, 49: 153–167.
- Srbek-Araujo, A.C.; Nogueira, M.R.; Lima, I.P. & Peracchi, A.L. 2012. Predation by the centipede *Scolopendra viridicornis* (Scolopendromorpha, Scolopendridae) on roof-roosting bats in the Atlantic Forest of southeastern Brazil. *Chiroptera Neotropical* 18: 1128–1131.
- Stoner, K.E. & Henry, M. 2010. Seed dispersal and frugivory in tropical ecosystems. In: Del-Claro, K. & Quesada, M. (orgs.). *Tropical Ecology*. In: Del-Claro, K. (org.). *Tropical Biology and Natural Resources*. Unesco, EOLSS - Encyclopedia of Life Support Systems.
- Straube, F.C. & Bianconi, G.V. 2002. Sobre a grandeza e a unidade utilizada para estimar esforço de captura com utilização de redes-de-neblina. *Chiroptera Neotropical* 8: 150–152.
- Thies, W. & Kalko, E.K.V. 2004. Phenology of neotropical pepper plants (Piperaceae) and their association with their main dispersers, two short-tailed fruit bats, *Carollia perspicillata* and *C. castanea* (Phyllostomidae). *Oikos* 104: 362–376.
- Venzke, T.S.; Martins, S.V.; Neri, A.V. & Kunz, S.H. 2014. Síndromes de dispersão de sementes em estágios sucessionais de mata ciliar, no extremo sul da Mata Atlântica, Arroio do Padre, RS, Brasil. *Revista Árvore* 38 (3): 403–413.
- Wagner, I.; Ganzhorn, J.U.; Kalko, E.K.V. & Tschapka, M. 2015. Cheating on the mutualistic contract: nutritional gain through seed predation in the frugivorous bat *Chiroderma villosum* (Phyllostomidae). *The Journal of Experimental Biology* 218: 1016–1021.
- Williams, J.; Read C.; Norton, A.; Dovers, S.; Burgman, M.; Proctor, W. & Anderson, H. 2001. Biodiversity, Australia State of the Environment Report 2001 (Theme Report), CSIRO Publishing on behalf of the Department of the Environment and Heritage, Canberra.
- Willig, M.R.; Patterson, B.D. & Stevens, R.D. 2003. Patterns of range size, richness, and body size in the Chiroptera. Pp 580–621. In: Kunz T.H. & Fenton M.B. (Eds.). *Bat ecology*. Chicago, Chicago University Press.
- Zortéa, M. & Chiarello, A.G. 1994. Observations on the big fruit-eating bat, *Artibeus lituratus* in an urban reserve of south-east Brazil. *Mammalia* 58: 665–670.

27

ABUNDÂNCIA E DENSIDADE DE MAMÍFEROS DE MÉDIO E GRANDE PORTE NA RESERVA NATURAL VALE

Átilla Colombo Ferregueti, Walfrido Moraes Tomas & Helena de Godoy Bergallo

INTRODUÇÃO

Estimativas de abundância e densidade são cruciais no estudo de populações e para o monitoramento da vida silvestre, permitindo a comparação do status de conservação de espécies entre diferentes regiões. Com o monitoramento em longo prazo das populações em uma dada área, é possível avaliar também se há aumento, declínio ou estabilização da população ao longo do tempo (Soulé, 1986; Glanz, 1996). Nesse contexto, as estimativas de abundância e densidade têm um significado especial para a conservação de espécies raras e ameaçadas e são fatores importantes para determinação de quais estratégias de manejo e conservação devem ser adotadas em cada caso (Arita *et al.*, 1990).

Entre os mamíferos, as espécies de médio e grande porte são consideradas as mais susceptíveis à extinção em decorrência de impactos antrópicos (Krebs, 1978; Arita *et al.*, 1990; Terborgh, 1994) e, apesar da importância dos estudos de abundância e densidade, a maior parte dos estudos relativos aos diferentes grupos de mamíferos em áreas de Mata Atlântica descreve a ocorrência das espécies, destacando a riqueza local, a frequência de utilização dos tipos florestais, a distribuição geográfica ou mudanças na dieta (p. ex. Hirsch &

Chiarello, 2012; Souza & Alves, 2014; Magioli *et al.*, 2015). Ainda há poucos estudos fornecendo dados sobre a abundância e, principalmente, a densidade de mamíferos de médio e de grande porte na Mata Atlântica (p. ex. Cullen Jr., 1997; Hernández *et al.*, 2002; Galetti *et al.*, 2009; Martins, 2010; Cassano *et al.*, 2012; Srbek-Araujo, 2013). Os primatas são o grupo com maior número de trabalhos de abundância e densidade realizados neste bioma, embora a maioria deles tenha sido desenvolvida em áreas fragmentadas (p. ex. Price *et al.*, 2002; Kierulff & Rylands, 2003; Bernardo & Galetti, 2004; Santana *et al.*, 2008; Costa *et al.*, 2012; Iurck *et al.*, 2013). Não obstante, além do baixo número de estudos para a maioria das espécies de mamíferos de médio e de grande porte em áreas de Mata Atlântica, a falta de padronização na coleta e até mesmo na análise e na apresentação dos dados dificulta ou inviabiliza a comparação das informações apresentadas na maioria dos estudos (Chiarello & Melo, 2001; Desbiez *et al.*, 2010).

Um método frequentemente utilizado para obtenção de estimativas de abundância e densidade populacionais é a amostragem de distâncias (*distance sampling*) e está baseado na detecção silenciosa dos animais ao longo de transectos lineares (Buckland *et al.*, 2001). A amostragem de distâncias consiste em um método simples e

barato que consegue cobrir grandes áreas em um curto período de tempo, sendo necessário que as espécies alvo possam ser diretamente observadas, que não haja erros de identificação e que se obtenha um número suficiente de observações, sendo 60 para espécies comuns e 40 para espécies consideradas raras (Buckland *et al.*, 2001). Esse método tem sido frequentemente utilizado para avaliar populações de mamíferos de médio e de grande porte em florestas tropicais (Chiarello, 1999; Peres, 1999; Chiarello, 2000b; Gonzalez-Soliz *et al.*, 2001; Galetti *et al.*, 2009; Martins, 2010; Desbiez *et al.*, 2010; Gopalaswamy *et al.*, 2012; Norris *et al.*, 2012).

Há discussões sobre qual seria o delineamento amostral mais adequado para obtenção de resultados robustos em estimativas populacionais da fauna silvestre utilizando o método de amostragem de distâncias, as quais incluem discussões sobre qual a extensão ideal dos transectos e se deve haver independência entre os transectos (Peres, 1999; Magnusson, 2001; Ferrari, 2002). Magnusson (2001) argumenta que um único transecto, de preferência retilíneo, e de no mínimo 100 km seria o ideal para estimativas de populações da fauna silvestre. Com isso, evita-se percorrer trilhas de pequeno comprimento repetidas vezes, o que pode superestimar a abundância de espécies que habitam a parte da floresta próximo ao transecto ou que utilizam o local devido à presença de árvores em frutificação. Por outro lado, alguns pesquisadores defendem o uso de transectos de pequeno comprimento (1–10 km) e, no caso de um transecto ser percorrido duas vezes no mesmo dia, um intervalo mínimo de uma hora deve ser estipulado entre as amostragens para que encontros com o mesmo indivíduo ou grupo de animais seja evitado e, dessa maneira, seja garantida a independência das amostragens (Peres, 1999; Ferrari, 2002). Além disso, transectos muito longos (100 km) só podem ser instalados em florestas contínuas, como é o caso da Floresta Amazônica, enquanto em um contexto de paisagem fragmentada, como observado na Mata Atlântica, existe uma grande dificuldade em encontrar locais que comportem um transecto dessa extensão. Assim, diversos transectos de menor comprimento podem viabilizar os estudos,

principalmente em áreas com relevo acidentado e com limitações logísticas, o que dificultaria a abertura de trilhas retilíneas e extensas (Ferrari, 2002). Adicionalmente, considera-se que em um delineamento amostral com diferentes trilhas de menor tamanho, há maior probabilidade de se amostrar a heterogeneidade local e verificar variações temporais e sazonais a partir do emprego de um menor esforço amostral por estação (Janson & Terborgh, 1980; Ferrari, 2002).

Não se deve esquecer, entretanto, que há duas fontes de variação na contagem de espécimes em campo: a variação temporal e a variação espacial. A primeira pode ser captada a partir de levantamentos repetidos nos mesmos transectos, desde que a independência entre as amostragens seja garantida (os animais se movem o tempo todo e não se pode esperar que contagens no mesmo transecto resultem em números de avistamentos e distâncias perpendiculares idênticas às contagens anteriores). A segunda fonte de variação, por sua vez, é captada pela distribuição espacial dos transectos na área foco do levantamento populacional. Sob estes aspectos, a repetição de contagens nos mesmos transectos pode ser vantajosa, mesmo que implique em aumento na variância das estimativas (Buckland *et al.*, 2001), o que pode ser facilmente resolvido com tamanhos amostrais maiores (reunião de um maior número de registros) (Buckland *et al.*, 2001).

A Reserva Natural Vale (RNV) está composta por um mosaico de habitat formado por três tipos principais de fitofisionomias (Floresta de Tabuleiro, Muçununga e Campo Nativo), além das áreas de transição entre estas formações (ecótono) (adaptado de Jesus, 1987; Peixoto & Gentry, 1990), o que a torna um importante sítio para a conservação em razão de sua heterogeneidade singular. **As primeiras estimativas de abundância e densidade de mamíferos de médio e grande porte realizadas na RNV foram geradas por Chiarello (1999, 2000a), há mais de 15 anos. Embora abranjam um pequeno número de espécies, os dados gerados nestes estudos podem ser considerados como o ponto de partida do monitoramento populacional de algumas das espécies de mamíferos de médio e grande porte presentes na RNV.** Além destes dados, há outros dois estudos populacionais mais recentes desenvolvidos

na RNV, sendo um com macacos-prego-de-crista (*Sapajus robustus*; Martins, 2010) e outro com onças-pintadas (*Panthera onca*; Srbek-Araujo, 2013). Neste contexto, o objetivo desse trabalho foi avaliar o status das populações de mamíferos de médio e grande porte na RNV a partir da estimativa de abundância e densidade das espécies. Os resultados apresentados fornecem elementos que contribuem para o monitoramento em longo prazo das populações estudadas na RNV, subsidiando a definição de estratégias de conservação.

MATERIAL & MÉTODOS

Para estimar a abundância e a densidade dos mamíferos de médio e de grande porte foram instalados quatro transectos com 5 km de extensão cada, seguindo o protocolo RAPELD. Este consiste na combinação entre protocolos

de avaliação rápida, como os inventários “RAP” (“Rapid Assessments Program Surveys” em inglês) realizados pela organização Conservação Internacional (“Conservation International”), e os Projetos Ecológicos de Longa Duração “Peld” (“Long-Term Ecological Research Program” em inglês) visando entender os processos ecológicos e realizar o monitoramento das populações ao longo do tempo (Magnusson *et al.*, 2005). A escolha dos locais para instalação dos transectos teve como diretriz incluir o maior número possível de fitofisionomias para abranger ao máximo a heterogeneidade ambiental da RNV (Figura 1). Assim, as trilhas incluíram Floresta de Tabuleiro, Floresta de Muçununga, Campo Nativo e ecótonos entre essas fitofisionomias.

Durante um período de 13 meses (abril/2013 a maio/2014), foram realizadas transecções lineares seguindo o método proposto por Buckland

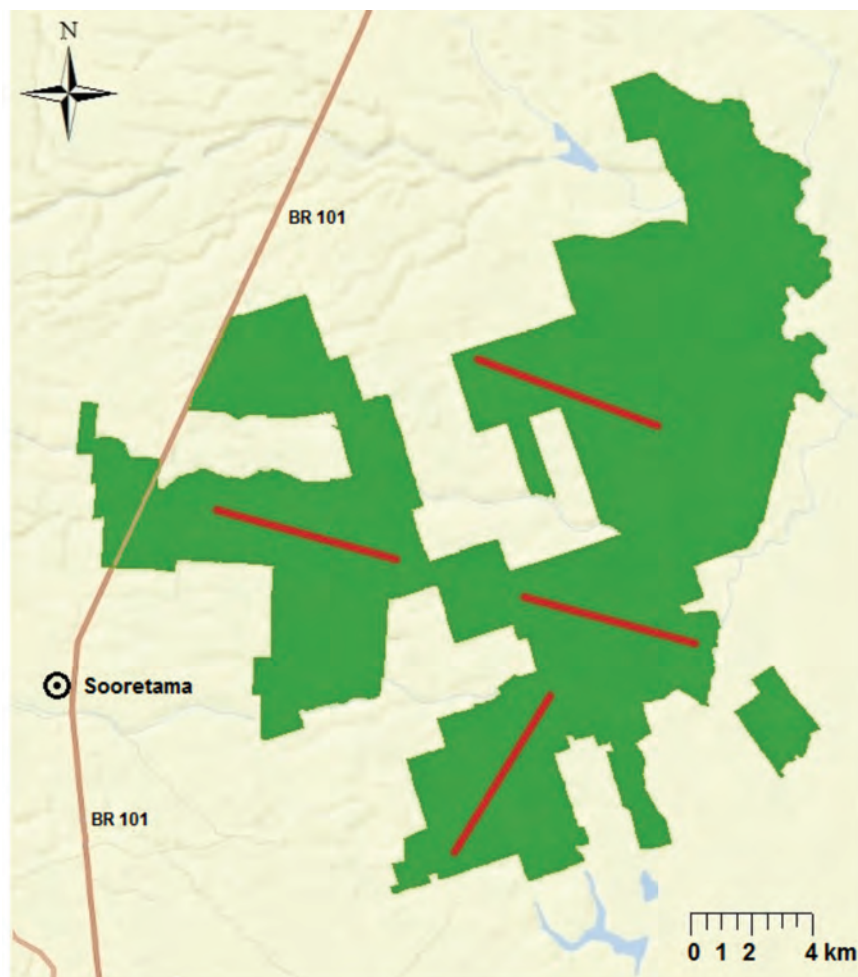


Figura 1: Mapa da Reserva Natural Vale, município de Linhares, Espírito Santo, com a localização dos transectos lineares amostrados (linhas vermelhas).

et al. (2001) para amostragem de distâncias. Os transectos foram percorridos por um único observador, com uma caminhada de ida pela manhã, iniciando-se ao nascer do sol (entre 05:30 h e 06:30 h, de acordo com a época do ano), com tempo de espera no final do transecto de aproximadamente três horas, e retorno pelo mesmo transecto no período da tarde (iniciado entre 13:00 h e 14:00 h). A ordem de execução da amostragem dos transectos foi alternada a cada mês. A velocidade utilizada durante a realização das transecções foi de aproximadamente 1 km/h. Ao todo foram percorridos 908 km igualmente distribuídos nos quatro transectos amostrados.

A cada dia de amostragem, após a definição do transecto a ser percorrido, a coleta de dados era executada da seguinte forma: quando um animal era avistado, era marcado o local onde o mesmo se encontrava para mensurar sua distância perpendicular em relação à trilha (em metros), com o auxílio de uma trena de 50 m, no caso de espécies terrestres. Para as espécies arborícolas, era mensurado o ângulo de avistamento do animal em relação ao transecto (θ em graus), com o auxílio de um clinômetro, e aferidas com uma trena métrica a distância do avistamento em relação ao observador (em metros). Com base nestes valores, a distância perpendicular do animal até o transecto é calculada por trigonometria (Buckland *et al.*, 2001). Para as espécies que ocorrem em grupos sociais, foi considerada apenas a posição do primeiro indivíduo detectado do grupo (Buckland *et al.*, 2004). Posteriormente, com base no tamanho médio dos grupos avistados e como auxílio de dados disponíveis na literatura, foi possível corrigir as estimativas geradas (Buckland *et al.*, 2004).

Para cálculo da abundância e da densidade das espécies, foram consideradas somente as áreas florestais da RNV (tabuleiro, muçununga e ecótono), uma vez que nenhum mamífero de médio e grande porte foi detectado nas áreas de campo nativo da RNV. Dessa forma, em função da remoção dos trechos percorridos em áreas de campo nativo, um dos transectos passou a possuir 3,5 km de comprimento. As áreas de campo nativo foram também descontadas do tamanho total da Reserva para as estimativas de densidade, uma vez que houve quebra de uma das premissas do método

de amostragem de distâncias e isso poderia gerar ruídos nas análises (neste caso, a detecção deve ser 100% na linha do transecto; Buckland *et al.*, 2001). Para as análises foi utilizado o programa Distance versão 6.2 (Buckland *et al.*, 2001). O programa Distance utiliza as distâncias perpendiculares (animal-trilha) para estimar a faixa efetivamente amostrada na área de estudo (chamada "effective strip width" ou ESW) e modelar a função de detecção que melhor se adequa à probabilidade de detecção de um animal numa dada distância da trilha, gerando as respectivas estimativas de abundância e densidade (Laake *et al.*, 1994; Buckland *et al.*, 2001). O melhor modelo de detecção foi selecionado pelo Critério de Informação de Akaike (AIC) que se origina da minimização da informação (ou distância) de Kullback-Leibler (K-L) como base para a seleção de modelos (Akaike, 1973). A informação K-L é uma medida de distância entre o modelo verdadeiro e um modelo candidato, mas o modelo verdadeiro quase sempre é uma abstração, sendo desejável a obtenção de um bom modelo que represente satisfatoriamente a realidade. Burnham & Anderson (2002) recomendam usar o AIC para selecionar modelos somente quando o número de observações é igual ou maior do que 40. Esse número mínimo de observações permite obter estimativas acuradas.

Para os gêneros *Mazama* e *Dasybus*, ambos representados na RNV por duas espécies com morfologia semelhante (Srbek-Araujo & Chiarello, 2013), foram consideradas inicialmente apenas as observações cuja identificação da espécie pôde ser realizada com segurança a partir da detecção de peculiaridades de cada espécie. Para os registros que não puderam ser identificados com segurança, foi utilizado método proposto por Ferregueti *et al.* (2015) visando a inclusão dessas observações. Este método consiste na utilização da proporção dos indivíduos identificados para cada espécie para atribuir uma classificação taxonômica às observações não identificadas a partir de 1.000 aleatorizações e empregando-se uma função de *loop* no pacote "Distance" do Programa R (Development Core Team, 2008; Miller, 2012). Este procedimento produz estimativas corrigidas baseadas no erro de detectabilidade de cada espécie (Ferregueti *et al.*, 2015).

As espécies amostradas foram categorizadas com relação ao grau de ameaça conforme a Lista de Espécies da Fauna Ameaçadas de Extinção no estado do Espírito Santo (Chiarello *et al.*, 2007), a Lista Brasileira de Espécies Ameaçadas (MMA 2014) e a Lista Vermelha de Fauna Ameaçada produzida pela União Internacional para a Conservação da Natureza e dos Recursos Naturais ("International Union for Conservation of Nature and Natural Resources"; IUCN, 2015). Essa categorização das espécies teve como objetivo principal verificar o status de conservação da mastofauna de médio e grande porte da RNV.

RESULTADOS

Foram obtidos 1.452 registros de mamíferos de médio e grande porte na RNV, distribuídos entre 18 espécies (Tabela 1). As estimativas obtidas para as espécies citadas são apresentadas de forma resumida na Tabela 2. Para quatro espécies (*Puma yagouaroundi*, *Leopardus pardalis*, *Eira barbara* e *Bradypus variegatus*) não foi possível estimar a densidade em virtude do pequeno número de avistamentos. A seguir são apresentados os dados obtidos para as outras 14 espécies.

Dasyprocta leporina - A faixa efetivamente amostrada para as cutias foi de $10,40 \pm 0,58$ m, com observações sendo obtidas de 0 até 27 m a partir da linha central do transecto. A densidade estimada para a área de estudo foi de $0,21 \pm 0,01$ indivíduo/ha e o tamanho populacional estimado foi de 5.815 ± 368 indivíduos.

Guerlinguetus ingrami - A faixa efetivamente amostrada para os esquilos foi de $3,58 \pm 0,55$ m, com observações sendo obtidas de 0 até 22 m a partir da linha central do transecto. A densidade estimada para a área de estudo foi de $0,14 \pm 0,02$ indivíduo/ha e o tamanho populacional estimado foi de 3.360 ± 580 indivíduos.

Euphractus sexcinctus - A faixa efetivamente amostrada para os tatus-peba foi de $7,50 \pm 0,81$ m, com observações sendo obtidas de 0 até 24 m a partir da linha central do transecto. A densidade estimada para a área de estudo foi de $0,04 \pm 0,01$ indivíduo/ha e o tamanho populacional estimado foi de 1.070 ± 162 indivíduos.

Dasybus novemcinctus - A faixa efetivamente

amostrada para os tatus-galinha foi de $4,21 \pm 0,64$ m, com observações sendo obtidas de 0 até 24 m a partir da linha central do transecto. A densidade estimada para a área de estudo foi de $0,06 \pm 0,01$ indivíduo/ha e o tamanho populacional estimado foi de 1.506 ± 296 indivíduos.

Callicebus personatus - A faixa efetivamente amostrada para os guigós foi de $14,32 \pm 1,80$ m, com observações sendo obtidas de 0 até 55 m a partir da linha central do transecto. A densidade estimada para a área de estudo foi de $0,10 \pm 0,02$ indivíduo/ha e o tamanho populacional estimado foi de 2.252 ± 372 indivíduos.

Callithrix geoffroyi - A faixa efetivamente amostrada para os saguis-da-cara-branca foi de $14,96 \pm 2,34$ m, com observações sendo obtidas de 0 até 47 m a partir da linha central do transecto. A densidade estimada para a área de estudo foi de $0,33 \pm 0,05$ indivíduo/ha e o tamanho populacional estimado foi de 6.580 ± 1.120 indivíduos.

Alouatta guariba - A faixa efetivamente amostrada para os bugios foi de $14,09 \pm 2,48$ m, com observações sendo obtidas de 0 até 45 m a partir da linha central do transecto. A densidade estimada para a área de estudo foi de $0,06 \pm 0,01$ indivíduo/ha e o tamanho populacional estimado foi de 1.321 ± 181 indivíduos.

Sapajus robustus - A faixa efetivamente amostrada para os macacos-prego-de-crista foi de $21,64 \pm 2,23$ m, com observações sendo obtidas de 0 até 62 m a partir da linha central do transecto. A densidade estimada para a área de estudo foi de $0,16 \pm 0,02$ indivíduo/ha e o tamanho populacional estimado foi de 3.965 ± 458 indivíduos.

Pecari tajacu - A faixa efetivamente amostrada para os catetos foi de $4,80 \pm 1,23$ m, com observações sendo obtidas de 0 até 25 m a partir da linha central do transecto. A densidade estimada para a área de estudo foi de $0,08 \pm 0,02$ indivíduo/ha e o tamanho populacional estimado foi de 2.025 ± 347 indivíduos.

Tayassu pecari - A faixa efetivamente amostrada para os queixadas foi de $4,95 \pm 0,96$ m, com observações sendo obtidas de 0 até 23 m a partir da linha central do transecto. A densidade estimada para a área de estudo foi de $0,06 \pm 0,01$ indivíduo/ha e o tamanho populacional estimado foi de 1.514 ± 256 indivíduos.

Mazama americana - A faixa efetivamente

amostrada para os veados-mateiro foi de $3,95 \pm 0,27$ m, com observações sendo obtidas de 0 a 12 m a partir da linha central do transecto. A densidade estimada na área de estudo foi $0,15 \pm 0,02$ indivíduo/ha e o tamanho populacional estimado foi de 3.569 ± 354 indivíduos.

Mazama gouazoubira - A faixa efetivamente amostrada para os veados-catingueiro foi de $5,07 \pm 0,44$ m, com observações obtidas 0 a 15 m a partir da linha central do transecto. A densidade na área de estudo foi estimada em $0,21 \pm 0,02$ indivíduo/ha e o tamanho populacional estimado foi de 5.816 ± 545 indivíduos.

Tapirus terrestris - A faixa efetivamente amostrada para as antas foi de $10,80 \pm 1,12$ m, com observações sendo obtidas de 0 até 36 m a partir da linha central do transecto. A densidade estimada para a área de estudo foi de $0,03 \pm 0,004$ indivíduo/ha e o tamanho populacional estimado foi de 754 ± 110 indivíduos.

Nasua nasua - A faixa efetivamente amostrada para os quatis foi de $8,08 \pm 1,05$ m, com

observações sendo obtidas de 0 até 32 m a partir da linha central do transecto. A densidade estimada para a área de estudo foi de $0,12 \pm 0,02$ indivíduo/ha e o tamanho populacional estimado foi de 3.042 ± 408 indivíduos.

DISCUSSÃO

As espécies registradas para a RNV no presente estudo correspondem a aproximadamente 42% das espécies de mamíferos de médio e grande porte com ocorrência conhecida para o estado do Espírito Santo (Moreira *et al.*, 2008) e cerca de 37% das espécies deste grupo registradas na Mata Atlântica (Paglia *et al.*, 2012). Adicionalmente, os registros obtidos no presente estudo correspondem a aproximadamente 49% das espécies de maior porte registradas para a Reserva (Srbek-Araujo *et al.*, 2014). A ocorrência de nove espécies ameaçadas de extinção em, pelo menos, um dos níveis analisados (estadual, nacional e/ou global), como os porcos-do-mato, felinos, primatas e

Tabela 1: Espécies registradas, categoria de ameaça e número de observações obtidas de abril/2013 a maio/2014 na Reserva Natural Vale, município de Linhares, Espírito Santo. Categorias de ameaça de extinção: Vulnerável (VU), Em Perigo (EN) e Criticamente Em Perigo (CR), de acordo com a lista vermelha da IUCN (2015), a lista nacional (BR) (MMA, 2014) e a lista de espécies ameaçadas do Espírito Santo (ES) (Chiarello *et al.*, 2007).

Espécie	Categoria de Ameaça	Número de Observações
<i>Dasyprocta leporina</i> (Linnaeus, 1758)	VU ^{ES}	413
<i>Guerlinguetus ingrami</i> (Thomas, 1901)	-	93
<i>Euphractus sexcinctus</i> (Linnaeus, 1758)	-	62
<i>Dasyopus novemcinctus</i> (Linnaeus, 1758)	-	49
<i>Bradypus variegatus</i> (Shinz, 1825)	-	1
<i>Sapajus robustus</i> (Kuhl, 1820)	EN ^{IUCN} ; BR VU ^{ES}	93
<i>Callicebus personatus</i> (É. Geoffroy, 1812)	VU ^{IUCN} ; BR; ES	81
<i>Callithrix geoffroyi</i> (Humboldt, 1812)	-	99
<i>Alouatta guariba</i> (Humboldt, 1812)	CR ^{IUCN} ; BR	46
<i>Pecari tajacu</i> (Linnaeus, 1758)	VU ^{ES}	75
<i>Tayassu pecari</i> (Link, 1814)	VU ^{IUCN} ; BR EP ^{ES}	58
<i>Mazama gouazoubira</i> (Fischer, 1814)	-	74
<i>Mazama americana</i> (Erxleben, 1777)	-	44
<i>Tapirus terrestris</i> (Linnaeus, 1758)	VU ^{IUCN} ; BR EP ^{ES}	63
<i>Puma yagouaroundi</i> (É. Geoffroy, 1803)	VU ^{ES}	2
<i>Leopardus pardalis</i> (Linnaeus, 1758)	VU ^{ES}	1
<i>Eira barbara</i> (Linnaeus, 1782)	-	8
<i>Nasua nasua</i> (Linnaeus, 1766)	-	190

Tabela 2: Densidade (ind/ha) e tamanho populacional das espécies de mamíferos de médio e grande porte registradas no período de abril 2013 a maio 2014 na Reserva Natural Vale, município de Linhares, Espírito Santo. Os respectivos intervalos de confiança a 95% são também apresentados. As espécies estão ordenadas em ordem decrescente de abundância.

Espécie	Densidade	Tamanho Populacional
<i>Callithrix geoffroyi</i>	0,33 (0,24 - 0,47)	6.580 (5.420 - 8.650)
<i>Mazama gouazoubira</i>	0,21 (0,19 - 0,23)	5.816 (5.271 - 6.361)
<i>Dasyprocta leporina</i>	0,21 (0,19 - 0,24)	5.815 (5.136 - 6.584)
<i>Sapajus robustus</i>	0,16 (0,12 - 0,19)	3.965 (2.856 - 4.850)
<i>Mazama americana</i>	0,15 (0,13 - 0,16)	3.569 (3.215 - 3.923)
<i>Guerlinguetus ingrami</i>	0,14 (0,10 - 0,20)	3.360 (2.394 - 4.718)
<i>Nasua nasua</i>	0,12 (0,09 - 0,16)	3.042 (2.337 - 3.959)
<i>Callicebus personatus</i>	0,10 (0,07 - 0,13)	2.252 (1.768 - 3.252)
<i>Pecari tajacu</i>	0,08 (0,04 - 0,15)	2.025 (1.140 - 2.950)
<i>Tayassu pecari</i>	0,06 (0,04 - 0,09)	1.514 (977 - 2.344)
<i>Dasypus novemcinctus</i>	0,06 (0,04 - 0,09)	1.506 (1.024 - 2.215)
<i>Alouatta guariba</i>	0,06 (0,04 - 0,09)	1.321 (1.101 - 1.441)
<i>Euphractus sexcinctus</i>	0,04 (0,03 - 0,06)	1.070 (794 - 1.441)
<i>Tapirus terrestris</i>	0,03 (0,02 - 0,04)	754 (567 - 1.005)

anta, demonstra a importância da região para a conservação da fauna, bem como reforça a relevância da RNV para a conservação das espécies de mamíferos da Mata Atlântica.

As premissas da amostragem de distâncias (Laake *et al.*, 1994; Cassey & Mcardle, 1999; Buckland *et al.*, 2001) foram atendidas no presente estudo, o que indica que as estimativas de abundância e densidade aqui apresentadas são confiáveis e podem ser empregadas no monitoramento das espécies de mamíferos de médio e grande porte amostradas na RNV e na comparação com outros estudos que tenham utilizado metodologia semelhante. Neste sentido, observa-se que, para todas as espécies analisadas, foram obtidas mais de 40 observações, sendo este o número mínimo de observações independentes necessárias para geração de estimativas precisas para espécies raras (Buckland *et al.*, 2004). O esforço amostral empregado nesse estudo também foi superior ao preconizado para o método em questão (aproximadamente 250 km ou até que se tenha obtido 40 observações independentes; Buckland *et al.*, 2001). Além disso, todos os animais foram detectados em sua posição original, ou seja, antes da detecção do observador e/ou fuga; os espécimes foram avistados principalmente

próximos ao transecto e o número de avistamentos diminuiu quanto maior a distância em relação à trilha (Buckland *et al.*, 2001). Nenhuma espécie cuja abundância e densidade populacional foram calculadas apresentou coeficiente de variação acima de 20%, que corresponde ao valor máximo recomendado para uma estimativa de densidade acurada (Buckland *et al.*, 2001).

A densidade de *D. leporina* obtida no presente estudo foi cerca de 18% maior do que a densidade estimada por Chiarello (2000a) para a mesma espécie na RNV, o que pode estar relacionado a flutuações populacionais ao longo do tempo ou à diferença de esforço amostral empregado em cada estudo. Ressalta-se ainda que Chiarello (2000a) amostrou ao longo de estradas e que as cutias apresentam preferência pelo interior da floresta (Oliveira & Bonvicino, 2006; Mamede & Alho, 2008; Srbek-Araujo & Chiarello, 2013). Apesar disso, a densidade obtida para a espécie ainda pode ser considerada baixa para a área de estudo. A densidade das cutias varia de 40-63 indivíduos/km² ou 0,40-0,63 indivíduo/ha em outras localidades, sendo mais abundante em áreas onde a pressão de caça é baixa (Silvius & Fragoso, 2003; Jorge & Peres, 2005). A cutia é considerada de grande importância para as áreas de floresta em

razão de sua capacidade de dispersão secundária de sementes por meio do comportamento de estocagem (“*scatterhoarding*”) (Forget & Milleron, 1991; Almeida & Galetti, 2007; Pires & Galetti, 2012). Neste sentido, cabe destacar que, em decorrência do alto valor cinético da cutia, associado à pressão de caça na RNV (Chiarello, 2000b), sua eliminação pode trazer consequências prejudiciais para diversas espécies arbóreas e também em nível ecossistêmico (Galetti & Dirzo, 2013; Jorge *et al.*, 2013), sendo as populações de roedores de maior porte, como as cutias, suscetíveis à redução ou até mesmo à extinção local em áreas sujeitas à caça (Chiarello, 1999; Chiarello, 2000b; Cullen *et al.*, 2000).

O tamanho populacional de *G. ingrami* no presente estudo foi cerca de 45% menor do que aquele estimado por Chiarello (2000a). De forma similar ao apontado para as cutias, isso pode estar relacionado tanto a diferenças na localização dos transectos e no esforço empregado nos estudos, quanto à flutuação na população. O esquilo também é um roedor que realiza estocagem de sementes, apresentando, portanto, comportamento essencial para a dispersão e recrutamento de espécies vegetais (Henry, 1999). Porém, diferentemente de outros roedores, como a cutia, os esquilos realizam dispersão primária (retirada dos frutos na copa da árvore) e são mais flexíveis em relação à sua dieta (Ribeiro *et al.*, 2010).

As duas espécies de tatus amostradas no presente estudo, *D. novemcinctus* e *E. sexcinctus*, apresentaram tamanho populacional e densidade populacional semelhante a estudos realizados em outras regiões (McBee & Baker, 1982; Encarnação, 1987). O tamanho populacional e a densidade baixa dessas espécies estão diretamente relacionadas com a biologia das mesmas (Nowak, 1999). Apesar das espécies de tatus terem uma ampla distribuição por todos os biomas brasileiros, elas ocorrem em baixa densidade em função das suas peculiaridades fisiológicas, como baixo metabolismo, baixa temperatura corpórea e utilização de alimentos com baixo teor energético (como formigas e/ou cupins), resultando em uma baixa taxa reprodutiva (Redford & Wetzel, 1985; Nowak, 1999). A baixa densidade dessas espécies também pode estar relacionada com o fato de

ambas serem cinegéticas e fortemente caçadas (Chiarello, 2000b; Peres, 2000; Sanches, 2001; Aguiar, 2004), além de também serem vítimas frequentes de atropelamentos rodoviários (Vieira, 1996; Fischer, 1997). Neste sentido, ressalta-se que o Bloco Linhares-Sooretama, onde está localizada a RNV, é interceptado pela Rodovia BR-101. O tatu-galinha, *D. novemcinctus*, apresentou abundância 50% maior do que *E. sexcinctus* (tatu-peba), o que pode estar relacionado com o fato de o tatu-peba apresentar área de vida 10 vezes maior que o tatu-galinha e deslocamento diário de até 2.250 m (Layne & Glover, 1977; McBee & Baker, 1982; Encarnação, 1987).

Os primatas apresentaram distância perpendicular média mais elevada do que as demais espécies amostradas e isso se deve ao habitat arbóreo e forrageamento em bando, sendo geralmente mais barulhentos quando ativos (Emmons & Feer, 1997; Eisenberg & Redford, 1999), o que facilita a visualização destas espécies a uma maior distância, principalmente as espécies que se organizam em grupos sociais maiores (*S. robustus* e *C. geoffroyi*). As espécies do gênero *Callithrix*, de modo geral, apresentam maiores densidades populacionais quando comparadas com espécies de outros gêneros de primatas da Mata Atlântica (Stevenson & Rylands, 1988), justificando o fato de a maior densidade estimada na RNV ser de *C. geoffroyi*, em comparação com os outros primatas e demais espécies amostradas nesse estudo. Chiarello (2000a) estimou tamanho populacional de 7.413 indivíduos (IC: 6.125 - 8.971) para *C. geoffroyi* na mesma área de estudo, estando o valor encontrado no presente estudo dentro do intervalo de confiança estimado pelo primeiro autor. As espécies do gênero *Callithrix* possuem, de forma geral, dieta generalista, composta de gomas, insetos, frutos e pequenos vertebrados (Emmons & Feer, 1997). Essa amplitude de itens na dieta permite a utilização das diferentes fitofisionomias na RNV, podendo a população estar distribuída por toda a Reserva. Apesar de ser a menor espécie entre os primatas que ocorrem na RNV, *C. geoffroyi* é também uma das espécies que apresenta o maior sucesso de visualização durante a transecção em razão do tamanho do grupo e por sua vocalização de alerta,

apresentando assim um comportamento menos discreto do que os outros primatas (Shettleworth, 1998).

Com relação aos demais primatas, *S. robustus* também apresentou tamanho populacional e densidade elevados. Esse fator pode estar relacionado com sua dieta, uma vez que os macacos-prego apresentam uma elevada plasticidade, podendo se alimentar de frutos, brotos, pedúnculos, flores, bases foliares, néctar e presa animal, incluindo invertebrados, aves, ovos, anfíbios, répteis e pequenos mamíferos (Izawa, 1978; Izawa, 1979; Freese & Openheimer, 1981; Brown *et al.*, 1984; Fedigan, 1990). A detecção desta espécie durante a transecção também é favorecida, ressaltando que, durante o forrageamento, os primatas do gênero *Sapajus* utilizam todos os estratos arbóreos, podendo recorrer também ao chão da floresta (Martins, 2010). Além disso, os membros do grupo podem se espalhar num raio superior a 100 metros, mantendo contato vocal (Freese & Openheimer, 1981). Chiarello (2000a) estimou tamanho populacional de 4.439 - 5.741 indivíduos de *S. robustus* para a RNV; enquanto Martins (2010) estimou abundância entre 1.275 - 2.325 indivíduos desta espécie para a Reserva, aumentando em cinco vezes o esforço feito no estudo anterior. Porém, ambos os autores mantiveram as amostragens nas estradas da RNV. O presente estudo estimou tamanho populacional intermediário a esses dois trabalhos (3.965 ± 458 indivíduos), destacando diferenças na metodologia empregada em cada estudo. Deve-se considerar, entretanto, que os principais motivos para a diferença de resultados entre os estudos citados possam estar também relacionados à flutuação temporal e/ou espacial na população (Ezard *et al.*, 2009). Apesar disso, é importante manter o monitoramento do macaco-prego-de-crista na RNV para avaliar se a população está ou não sofrendo flutuações significativas, uma vez que a Reserva é considerada um *hotspot* para a conservação de *S. robustus* (Pinto *et al.*, 2009).

Os outros dois primatas registrados no presente estudo, *C. personatus* e *A. guariba*, tiveram tamanho populacional estimado comparativamente menor entre os primatas, o que também foi registrado por Chiarello (1995, 2000a). O baixo tamanho

populacional de guigós pode estar relacionado à dieta principalmente frugívora deste grupo (Heiduck, 1997). Frutos são itens alimentares mais raros, irregularmente distribuídos no espaço e no tempo, e mais disponíveis na estação úmida, o que pode resultar em um menor tamanho populacional para as espécies dependentes desse recurso (Morellato & Leitão-Filho, 1992). O guigó é uma espécie de hábitos crípticos, de difícil detecção e que forma pequenos grupos familiares que se deslocam rápido e sutilmente (Mason, 1974; Kinzey, 1983), dificultando sua detecção durante a transecção. O gênero *Alouatta* é principalmente arborícola, utilizando mais frequentemente o dossel superior e árvores emergentes (Crockett & Eisenberd, 1987), o que dificulta a detecção da espécie. O guigó geralmente ocorre em menor densidade, conforme observado no presente estudo e por Chiarello & Melo (2001), que estimaram 0,06 indivíduo/ha na RNV. A densidade de bugios estimada nesse estudo é compatível com o encontrado em outras áreas protegidas consideradas conservadas (Chiarello, 1993; Peres, 1997; Aguiar *et al.*, 2003; Chiarello, 2003). Porém, a abundância de bugios estimada no presente estudo foi cerca de oito vezes maior do que a estimada por Chiarello & Melo (2001), que foi de 157 - 227 indivíduos. Considera-se que a baixa detecção dessas espécies não interfere negativamente nas estimativas aqui geradas, uma vez que o método de amostragem de distâncias conta com o pressuposto de que a detecção é sempre imperfeita (Buckland *et al.*, 2001). Além disso, considera-se que os dados obtidos não estão subestimados, uma vez que as premissas do método foram alcançadas (tamanho da amostra, número de observações e detecções 100% na linha do transecto).

As espécies da família Tayassuidae, *T. pecari* e *P. tajacu*, apresentam ampla distribuição, sendo onívoros, habitantes de florestas e que vivem em grandes grupos sociais (Monteiro & Autino, 2004). Os catetos ocorrem em uma maior variedade de habitat, sobrevivendo mesmo em áreas perturbadas (Sowls, 1997). Essa adaptação a diversos ambientes justificaria a abundância dos catetos ter sido cerca de 38% maior do que a abundância dos queixadas, uma vez que a RNV apresenta fitofisionomias não florestais (p.ex. campos nativos)

e os queixadas apresentam preferência por áreas de florestas tropicais úmidas e densas (Nowak, 1999; Lee & Peres, 2008). Desbiez *et al.* (2009), por exemplo, demonstraram que no Pantanal os queixadas selecionam principalmente as florestas e suas bordas, com uma menor frequência de uso do cerrado. Além disso, os queixadas ocorrem sempre próximo a fontes de água (Nowak, 1999; Lee & Peres, 2008), sendo os recursos hídricos considerados temporários e escassos em algumas regiões da RNV. Por formarem grupos maiores do que os catetos e ocuparem áreas de vida que podem variar de 22 a 109 km², além de sua preferência por habitat florestados (Keuroghlian *et al.*, 2004), os queixadas podem ser considerados indicadores de qualidade ambiental.

As espécies do gênero *Mazama* apresentaram densidade e tamanho populacional compatíveis com o mínimo necessário para a conservação destas espécies em longo prazo (Duarte, 1996). Entretanto, *Mazama gouazoubira* ocorreu em densidade quase duas vezes maior do que *M. americana*, o que pode ser explicado pelo fato de esta ser a espécie mais abundante dentre os veados com ampla distribuição no Brasil (Duarte, 1996). Estudos com diferentes metodologias também encontraram densidades altas para *M. gouazoubira*, sendo 0,03 indivíduo/ha no Pantanal (Schaller, 1983) e 0,1 indivíduo/ha na Amazônia (Bodmer, 1989). Estimativas de densidade para *M. americana* são mais escassas, havendo registro de 0,002 indivíduo/ha no Pantanal (Desbiez *et al.*, 2010).

Tapirus terrestris foi a espécie que teve os menores valores de abundância e densidade populacional estimados para a RNV. A anta é considerada o maior mamífero terrestre ocorrente no Brasil, apresentando um pequeno potencial reprodutivo, longo período de gestação e uma ampla área de vida (Eisenberg & Redford, 1999). Esses aspectos biológicos da espécie resultam em baixa densidade (Medici, 2010), sendo relativamente vulnerável a extinções locais em virtude de variações demográficas, ambientais e perdas de diversidade genética (Medici *et al.*, 2007). Medici (2010) estimou para a anta uma população de aproximadamente 130 indivíduos no Parque Estadual Morro do Diabo (PEMD), em

São Paulo, o que seria aproximadamente seis vezes menor do que o valor estimado para essa espécie no presente estudo.

A única espécie da Ordem Carnívora para a qual foram obtidos dados suficientes para gerar estimativas acuradas de abundância e densidade foi *N. nasua*, provavelmente porque é a única espécie desta ordem que forma bandos na RNV e também por ser mais abundante (Russel, 1996), facilitando sua visualização. Esta foi a espécie não arborícola que apresentou a maior distância de observação em relação ao centro do transecto. Os bandos de quatis geralmente são grandes, apresentando variações ao longo do ano, antes e depois do período reprodutivo, podendo chegar a até 30 indivíduos, em média, pós-período reprodutivo (Russel, 1996). A densidade estimada para o quati no presente estudo foi similar a valores encontrados em outras áreas ao longo da distribuição geográfica do gênero. Hass & Valenzuela (2002) encontraram um valor em torno de 0,10 indivíduo/ha para *Nasua narica* no Arizona, e Schaller (1983) descreve que na fazenda Acurizal, no Pantanal Mato-Grossense, *N. nasua* foi o carnívoro com maior densidade registrada, apresentando cerca de 0,06 indivíduo/ha na floresta decidual e de 0,13 indivíduo/ha na mata de galeria. Porém, Schaller (1983) utilizou o método de transecto por faixas amostrais, o que deixa de considerar os erros de detecção dos indivíduos, podendo gerar subestimativas. Outros estudos com quati registraram uma alta densidade para a espécie, com média de 0,42 indivíduo/ha no México (Valenzuela, 1998) e 0,33 indivíduo/ha no Parque do Prosa, no Mato Grosso do Sul (Costa, 2003). Existem indícios de que os quatis aumentam sua densidade na ausência de predadores de topo (Terborgh, 1994), o que não seria o caso do presente estudo, já que a RNV abriga populações de duas espécies de grandes felinos (onça-pintada, *Panthera onca*, e onça-parda, *Puma concolor*) (Srbek-Araujo *et al.*, 2014).

Vale ressaltar que o tamanho das populações varia (flutua) no tempo e em escala local e que valores de tamanho populacional menores com relação a estudos anteriores não significam necessariamente um declínio populacional (Ezard *et al.*, 2009). Além disso, a existência de diferenças na abundância e na densidade das espécies entre diferentes localidades

pode ser atribuída principalmente às diferenças na composição e na estrutura do habitat (Sheldon, 1968; Pianka, 1967; August, 1983; Peres, 1997), na disponibilidade de recursos (Cody, 1981; Leighton & Leighton, 1983; Stevenson, 2001), na ocorrência de predadores (Cody, 1981; Wright, 1998), na plasticidade da dieta de algumas espécies (Robinson & Redford, 1986; Peres, 1997; Stevenson, 2001), na competição por recursos (Cody, 1981) e no grau de perturbação antrópica, como a caça ilegal e o desmatamento (Peres, 1997; Chiarello, 2000a; Wright, 2003).

A elevada riqueza de espécies de médio e grande porte, juntamente com a presença de táxons ameaçados de extinção, demonstra que a manutenção de fragmentos florestais grandes, como a RNV, pode ser determinante para a conservação de mamíferos. Neste sentido, ressalta-se ainda que a RNV também mantém espécies que, apesar de ocorrerem em pequenos fragmentos no Espírito Santo, necessitam de grandes áreas de florestas conservadas para sua sobrevivência em longo prazo, como a onça-parda (Chiarello, 1999). Os resultados apresentados no presente estudo contribuem para o melhor conhecimento e para a conservação das populações de mamíferos de médio e grande porte presentes na RNV, uma área protegida com potencial para abrigar populações viáveis de várias espécies de mamíferos de médio e grande porte (p. ex. *T. terrestris*, Medici, 2010; *S. robustus*, Martins, 2010), sendo fundamental a continuidade do monitoramento dessas espécies na área estudada. Entretanto, para conservação das espécies que habitam a RNV, é necessário considerar não apenas esta reserva isoladamente, mas todo o Bloco Linhares-Sooretama, o qual permite o incremento populacional e a manutenção da diversidade genética das populações ali presentes. Somente desse modo serão alcançadas maiores probabilidades de sobrevivência e manutenção das espécies de mamíferos de médio e grande porte em longo prazo.

AGRADECIMENTOS

Nós agradecemos à Vale / Instituto Ambiental Vale pelo apoio e permissão para realizar a pesquisa na Reserva Natural Vale. À Dra. Ana

Carolina Srbek-Araujo pelo convite para escrever esse capítulo e pela revisão detalhada do documento. Aos revisores pelas contribuições. ACF agradece à Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) pela bolsa de estudos recebida. HGB agradece à FAPERJ (E26/201.267/2014), Prociência/UERJ e CNPq (307715/2009-4) pelo financiamento de pesquisa e produtividade. Esse estudo faz parte do Programa de Pesquisa em Biodiversidade (PPBio-MA). Os dados foram coletados com o apoio do PPBio-MA (CNPq - 457458/2012-7) e FAPERJ (E-26/103.016/2011).

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Aguiar, J.M. 2004. Species summaries and species discussions. *Edentata* 6: 3-26.
- Aguiar, L.M.; Reis, N.R.; Ludwig, G. & Rocha, V.J. 2003. Dieta, área de vida, vocalizações e estimativas populacionais de *Alouatta guariba* em um remanescente florestal no norte do estado do Paraná. *Neotropical Primates* 11: 78-86.
- Akaike, H. 1973. Information theory and an extension of the maximum likelihood principle. Pp 267-281. In: Pretov, B.N. & Csaki, F. (Ed.). *Second International Symposium on Information Theory*. Budapest, Akademiai Kiado.
- Almeida, L.B. & Galetti, M. 2007. Seed dispersal and spatial distribution of *Attalea geraensis* (Arecaceae) in two remnants of Cerrado in southeastern Brazil. *Acta Oecologica* 32: 180-187.
- Arita, H.T.; Robinson, J.G. & Redford, K.H. 1990. Rarity in neotropical forest mammals and its ecological correlates. *Conservation Biology* 4: 181-192.
- August, P.V. 1983. The role of habitat complexity and heterogeneity in structuring tropical mammal communities. *Ecology* 64: 1495-1507.
- Bernardo, C.S.S. & Galetti, M. 2004. Densidade e tamanho populacional de primatas em um fragmento florestal no sudeste do Brasil. *Revista Brasileira de Zoologia* 21: 827-832.
- Bodmer, R.E. 1989. Influence of digestive morphology on resource partitioning in Amazonian ungulates. *Oecologia* 85: 361-365.
- Brown, A.; Chalukian, S. & Malmierca L. 1984. Habitat y alimentacion de *Cebus apella* en el N.O. Argentino y la disponibilidad de frutos en el dosel arboreo. *Revista del Museo Argentino de Ciencias Naturales Bernardino Rivadavia, Zoología* 13: 273-280.
- Buckland, S.T.; Anderson D.R.; Burnham K.P.; Laake J.L.;

- Borchers D. & Thomas L. 2004. Advanced Distance Sampling. Oxford, Oxford University Press.
- Buckland, S.T.; Anderson, D.R.; Burnham, K.P.; Laake, J.L.; Borchers, D.L. & Thomas L. 2001. Introduction to distance sampling: estimating abundance of biological population. Oxford, Oxford University Press.
- Burnham, K.P. & Anderson, D.R. 2002. Model Selection and Multimodel Inference: A practical information and theoretic approach. New York, Springer.
- Cassano, C.R.; Barlow, J. & Pardini, R. 2012. Large mammals in an agroforestry mosaic in the Brazilian Atlantic Forest. *Biotropica* 44: 818-825.
- Cassey, P. & Mcardle, B.H. 1999. An assessment of distance sampling techniques for estimating animal abundance. *Environmentrics* 10: 261-278.
- Chiarello, A.G. & Melo, F.R. 2001. Primate Population Densities and Sizes in Atlantic Forest Remnants of Northern Espírito Santo, Brazil. *International Journal of Primatology* 22: 379-396.
- Chiarello, A.G. 1993. Home range of the brown howler monkey, *Alouatta fusca*, in a forest fragments in southeastern Brazil. *Folia Primatologica* 601: 73-175.
- Chiarello, A.G. 1995. Density and Habitat use of primates at Atlantic forest reserve of Southeastern Brazil. *Revista Brasileira de Biologia* 55: 105-110.
- Chiarello, A.G. 1999. Effects of fragmentation of the Atlantic Rainforest on mammal communities in southeastern Brazil. *Biological Conservation* 87: 71-82.
- Chiarello, A.G. 2000a. Density and population size of mammals in remnants of Brazilian Atlantic forest. *Conservation Biology* 14: 1649-1657.
- Chiarello, A.G. 2000b. Influência da caça ilegal sobre mamíferos e aves das matas de tabuleiro do norte do estado do Espírito Santo. *Boletim do Museu de Biologia Mello Leitão* 11: 229-247.
- Chiarello, A.G. 2003. Primates of the Atlantic Forest: the influence of forest fragmentation in survival. Pp 99-121. In: Marsh, L.K. (Ed.). *Primates in fragments: Ecology and Conservation*. New York, Kluwer academic/Plenum Publishers.
- Chiarello, A.G.; Costa, L.P.; Leite, Y.L.R.; Passamani, M.; Siciliano, S. & Zortéa, M. 2007. Os Mamíferos Ameaçados de Extinção no Estado do Espírito Santo. Pp 29-45. In: Passamani, M. & Mendes, S.L. (Orgs.). *Espécies da Fauna Ameaçadas de Extinção no Estado do Espírito Santo*. Vitória, GSA.
- Cody, M.L. 1981. Habitat selection in birds: the roles of vegetation structure, competitors, and productivity. *Bioscience* 31: 107-113.
- Costa, E.M.J. 2003. Movimentação, frugivoria e dispersão de sementes por quatis (Procyonidae: *Nasua nasua*) no Parque do Prosa, Campo Grande, Mato Grosso do Sul. Dissertação de Mestrado em Ecologia e Conservação. Campo Grande, Universidade Federal do Mato Grosso do Sul.
- Costa, M.D.; Fernandes, F.A.B.; Hilário, R.R.; Gonçalves, A.V. & Souza, J.M. 2012. Densidade, tamanho populacional e conservação de primatas em fragmento de Mata Atlântica no sul do Estado de Minas Gerais, Brasil. *Iheringia, Série Zoologia* 102: 5-10.
- Crockett, C.M. & Eisenberg, J.F. 1987. Howlers: variation in group size and demography. Pp 54-68. In: Smuts, B.B.; Cheney, D.L.; Seyfarth, R.M.; Wrangham, R.W. & Struhsaker, T.T. (Ed.). *Primates Societies*. Chicago, University of Chicago Press.
- Cullen Jr., L. 1997. Hunting and biodiversity in Atlantic Forest fragments, São Paulo, Brazil. Dissertação de Mestrado em Biologia. Florida, University of Florida.
- Cullen Jr., L.; Bodmer, R.E. & Valladares-Pádua, C. 2000. Effects of hunting in habitat fragments of the Atlantic forests, Brazil. *Biological Conservation* 95: 49-56.
- Desbiez, A.L.J.; Bodmer, R.E. & Tomas, W.M. 2010. Mammalian Densities in a Neotropical Wetland Subject to Extreme Climatic Events. *Biotropica* 42: 372-378.
- Desbiez, A.L.J.; Santos S.A.; Keuroghlian, A. & Bodmer, R.E. 2009. Niche partitioning among white-lipped peccaries (*Tayassu pecari*), collared peccaries (*Pecari tajacu*), and feral pigs (*Sus scrofa*). *Journal of Mammalogy* 90: 119-128.
- Duarte, J.M.B. 1996. Guia de identificação de cervídeos brasileiros. Jaboticabal, Funep.
- Eisenberg, J.F. & Redford, K.H. 1999. *Mammals of the Neotropics*. Chicago, Chicago University Press.
- Emmons, L.H. & Feer, F. 1997. *Neotropical Rainforest Mammals*. Chicago: University of Chicago Press.
- Encarnação, C.D. 1987. Contribuição à ecologia dos tatus (Xernathra, Dasypodidae) da Serra da Canastra, Minas Gerais. Dissertação de Mestrado em Zoologia. Rio de Janeiro, Universidade Federal do Rio de Janeiro / Museu Nacional.
- Ezard, T.H.G.; Côté, S.D. & Pelletier, F. 2009. Eco-evolutionary dynamics: disentangling phenotypic, environmental and population fluctuations. *Philosophical Transactions of Royal Society* 364: 1491-1498.
- Fedigan, L.M. 1990. Vertebrate Predation in *Cebus capucinus*: Meat eating in a Neotropical monkey. *Folia Primatologica* 54: 196-205.
- Ferrari, S.F. 2002. Multiple transects or multiple walks? A response to Magnusson (2001). *Neotropical Primates* 10: 131-132.
- Ferregetti, Á.C.; Tomás, W.M. & Bergallo, H.G. 2015.

- Density, occupancy, and activity pattern of two sympatric deer (*Mazama*) in the Atlantic Forest, Brazil. *Journal of Mammalogy* 96: 1245–1254.
- Fischer, W.A. 1997. Efeitos da BR-262 na mortalidade de vertebrados silvestres: síntese naturalista para a conservação da região do Pantanal, MS. Dissertação de Mestrado em Ecologia e Conservação. Campo Grande, Universidade Federal do Mato Grosso do Sul.
- Forget, P.M. & Milleron, T. 1991. Evidence for secondary seed dispersal by rodents in Panama. *Oecologia* 87: 596–599.
- Freese, C.H. & Oppenheimer, J.R. 1981. The Capuchin Monkeys, Genus *Cebus*. *Ecology and Behavior of Neotropical Primates* 1: 331–390.
- Galetti, M. & Dirzo, R. 2013. Ecological and evolutionary consequences of living in a defaunated world. *Biological Conservation* 163: 1–6.
- Galetti, M.; Giacomini, H.C.; Bueno R.S.; Bernardo, C.S.S.; Marques, R.M.; Bovendorp, R.S.; Steffler, C.E.; Rubim, P.; Gobbo, S.K.; Donatti, C.I.; Begotti, R.A.; Meirelles, F.; Nobre, R.D.A.; Chiarello, A.G. & Peres, C.A. 2009. Priority areas for the conservation of Atlantic forest large mammals. *Biological Conservation* 142: 1229–1241.
- Glanz, W.E. 1996. The terrestrial mammal fauna of Barro Colorado Island: censuses and long-term changes. Pp 455–466. In: Leigh Jr., E.G.; Rand, A.S. & Windsor, D.M. (Eds.). *The ecology of a tropical forest: seasonal rhythms and long-term changes*. Washington, Smithsonian Institution Press.
- Gonzalez-Solis, J.; Guix J.C.; Mateos, E. & Lorens, L. 2001. Density estimates, group size, and habitat use of monkeys (Mammals: Cebidae). Pp 111–125. In: Mateos, E.; Guix, J.C.; Serra, A. & Pisciotta, K. (Eds.). *Censuses of vertebrates in a Brazilian Atlantic rainforest area: the Paranapiacaba fragment*. Barcelona, Universitat de Barcelona.
- Gopalaswamy, A.M.; Karanth, K.U.; Kumar, N.S. & Macdonald, D.W. 2012. Estimating tropical forest ungulate densities from sign surveys using abundance models of occupancy. *Animal Conservation* 15: 669–679.
- Hass, C.C. & Valenzuela, D. 2002. Anti-predator benefits of group living in white-nosed coatis (*Nasua narica*). *Behavioral Ecology and Sociobiology* 51: 570–578.
- Heiduck, S. 1997. Food choice in masked titi monkeys (*Callicebus personatus melanochir*): selectivity or opportunism? *International Journal of Primatology* 18: 487–502.
- Henry, O. 1999. Frugivory and the importance of seeds in the diet of the orange-rumped agouti (*Dasyprocta leporina*) in French Guiana. *Journal of Tropical Ecology* 15: 291–300.
- Hernández, A.; Martin, M.; Serra, A. & Guix, J.C. 2002. Density estimates of syntopic species of toucans (Aves: Ramphastidae). Pp 79–95. In: Mateos, E.; Guix, J.C.; Serra, A. & Pisciotta, A. (Eds.). *Censuses of vertebrates in a Brazilian Atlantic rainforest area: the Paranapiacaba fragment*. Barcelona, Universitat de Barcelona.
- Hirsch, A. & Chiarello, A.G. 2012. The endangered maned sloth *Bradypus torquatus* of the Brazilian Atlantic forest: a review and update of geographical distribution and habitat preferences. *Mammal Review* 42: 35–54.
- IUCN. 2015. IUCN Red List of Threatened Species. Version 2015.4. Disponível em: www.iucnredlist.org.
- Iurck, M.F.; Nowak, M.G.; Costa, L.C.M.; Mendes, S.L.; Ford, S.M. & Strier, K.B. 2013. Feeding and Resting Postures of Wild Northern Muriquis (*Brachyteles hypoxanthus*). *American Journal of Primatology* 75: 74–87.
- Izawa, K. 1978. Frog-eating behavior of wild black-capped capuchin (*Cebus apella*). *Primates* 19:633–642.
- Izawa, K. 1979. Foods and feeding behavior of wild black-capped capuchin (*Cebus apella*). *Primates* 20: 57–76.
- Janson, C.H. & Terborgh, J. 1980. Censo de primates en selva húmeda tropical. *Publicación del Museu de Historia Natural Javier Prado, Serie A, Zoología* 28: 3–38.
- Jesus, R.M. 1987. Mata Atlântica de Linhares: Aspectos Florestais. Pp 35–53. In: SEMA, IWRB & CVRD. (Orgs.). *Desenvolvimento Econômico e Impacto Ambiental em Áreas de Trópico Úmido Brasileiro: a experiência da CVRD*. Rio de Janeiro, CVRD.
- Jorge, M.L.S.P.; Galetti M.; Ribeiro, M.C. & Ferraz, K.M.P.M.B. 2013. Mammal defaunation as surrogate of trophic cascades in a biodiversity hotspot. *Biological Conservation* 163: 49–57.
- Jorge, M.S.P. & Peres, C.A. 2005. Population Density and Home Range Size of Red-Rumped Agoutis (*Dasyprocta leporina*) within and outside a Natural Brazil Nut Stand in Southeastern Amazonia. *Biotropica* 37: 317–321.
- Keuroghlian, A.; Eaton, D.P. & Longland, W.S. 2004. Area use by white-lipped and collared peccaries (*Tayassu pecari* and *Tayassu tajacu*) in a tropical forest fragment. *Biological Conservation* 120: 411–425.
- Kierulff, M.C.M. & Rylands, A.B. 2003. Census and distribution of the golden lian tamarin (*Leontopithecus rosalia*). *American Journal of Primatology* 59: 29–44.
- Kinzey, W.G. 1983. Activity Pattern of the masked Titi Monkey, *Callicebus personatus*. *Primates* 24: 337–343.

- Krebs, C.J. 1978. Ecology: the experimental analysis of distribution and abundance. New York, Harper and Row.
- Laake, J.L.; Buckland, S.T.; Anderson, D.R. & Burnham, K.P. 1994. Distance user's guide. Colorado, Colorado Cooperative Fish & Wildlife Research Unit, Colorado State University, Fort Collins.
- Layne, J.N. & Glover, D. 1977. Home range of the armadillo in Florida. *Journal of Mammalogy* 58: 411-413.
- Lee, A. & Peres, C.A. 2008. Conservation value of remnant riparian forest corridors of varying quality for Amazonian birds and mammals. *Conservation Biology* 22: 439-449.
- Leighton, M. & Leighton, D.R. 1983. Vertebrate responses to fruiting sazonalidade within a Borean rainforest. Pp 181-209. In: Sutton, S.L.; Whitmore, T.C. & Chadwick, A.C. (Eds.). *Tropical rainforests: ecology and management*. Oxford, Blackwell Scientific.
- Magioli, M.; Ribeiro, M.C.; Ferraz, K.M.P.M.B. & Rodrigues, M.G. 2015. Thresholds and patch size for mammals in the Brazilian Atlantic Forest. *Animal Conservation* 18: 499-511.
- Magnusson, W.E. 2001. Standart errors of survey estimates: what do they mean? *Neotropical Primates* 9: 53-54.
- Magnusson, W.E.; Lima, A.P.; Luizão, R.; Luizão, F.; Costa, F.R.C.; Castilho, C.V. & Kinupp, V.P. 2005. RAPELD: a modification of the Gentry method for biodiversity surveys in long-term ecological research sites. *Biota Neotropica* 5: 1-6.
- Mamede, S.B. & Alho, C.J.R. 2008. Impressões do Cerrado & Pantanal: subsídios para a observação de mamíferos silvestres não voadores. Corumbá, Universidade Federal do Mato Grosso do Sul.
- Martins, W. P. 2010. Densidade Populacional e Ecologia de um grupo macaco-prego-de-crista (*Cebus robustus* Kuhl, 1820) na Reserva Natural Vale. 2010. 104 f. Tese de Doutorado em Ecologia, Conservação e Manejo de Vida Silvestre. Belo Horizonte, Universidade Federal de Minas Gerais.
- Mason, W.A. 1974. Comparative studies of social behavior in *Callicebus* and *Saimiri*: behaviour of male-female pairs. *Folia Primatologica* 22: 1-8.
- Mcbee, K. & Baker, R.J. 1982. *Dasytus novemcinctus*. *Mammalian Species* 162: 1-9.
- Medici, E.P. 2010. Assessing the viability of lowland tapir populations in a fragmented landscape. Tese de Doutorado em Biodiversidade e Manejo. Kent, University of Kent.
- Medici, E.P.; Desbiez, A.L.J.; Gonçalves, S.A.; Jerusalinsky, L.; Chassot, O.; Montenegro, O.L.; Rodriguez, J.O.; Mendoza, A.; Quse, V.B.; Pedraza, C.; Gatti, A.; Oliveira-Santos, L.G.R.; Tortato, M.A.; Ramos Jr, V.; Reis, M.L.; Landau-Remy, G.; Tapia, A. & Morais, A.A. 2007. Lowland Tapir Conservation Workshop: Final Report. Sorocaba, IUCN/SSC Tapir Specialist Group (TSG) e IUCN/SSC Conservation Breeding Specialist Group (CBSG).
- MMA. 2014. Portaria nº 444, de 17 de dezembro de 2014: Lista Nacional Oficial de Espécies da Fauna Ameaçadas de Extinção. Brasília, Ministério do Meio Ambiente.
- Monteiro, R. & Autino, A. 2004. Sistemática y filogenia de los vertebrados con énfases en la fauna argentina. Tucumán, Universidad Nacional de Tucumán.
- Morellato, L.P.C. & Leitão-Filho, H.F. 1992. Padrões de frutificação e dispersão na Serra do Japí. Pp 112-140. In: Morellato, L.P.C. (Ed.). *História natural da Serra do Japí*. Campinas, Editora da Unicamp e Fapesp.
- Norris, D.; Ramírez J.M.; Zacchi, C. & Galetti, M. 2012. A survey of mid and large bodied mammals in Núcleo Caraguatatuba, Serra do Mar State Park, Brazil. *Biota Neotropica* 12: 127-133.
- Nowak, R.M. 1999. *Walker's Mammals of the World*. Londres, The Johns Hopkins University Press.
- Oliveira, J.A. & Bonvicino, C.R. 2006. Ordem Rodentia. Pp 347-406. In: Reis, N.R.; Peracchi, A.L.; Pedro, W.A. & Lima, I.P. (Eds.). *Mamíferos do Brasil*. Londrina, Edifurb.
- Paglia, A.P.; Fonseca, G.A.B.; Rylands, A.B.; Herrmann, G.; Aguiar, L.M.S.; Chiarello, A.G.; Leite, Y.L.R.; Costa, L.P.; Siciliano, S.; Kierulff, M.C.M.; Mendes, S.L.; Tavares, V.C.; Mittermeier, R.A. & Patton, J.L. 2012. Lista Anotada dos Mamíferos do Brasil / Annotated Checklist of Brazilian Mammals. *Occasional Papers in Conservation Biology* 6: 1-76.
- Peixoto, A.L. & Gentry, A. 1990. Diversidade e composição florística da Mata de Tabuleiro na Reserva Florestal de Linhares (Espírito Santo, Brasil). *Revista Brasileira de Botânica* 13: 19-25.
- Peres, C.A. 1997. Effects of habitat quality and hunting pressure on arboreal folivore densities in Neotropical forests: a case study of howler monkeys (*Alouatta* spp.). *Folia Primatologica* 68: 199-222.
- Peres, C.A. 1999. General guidelines for standardizing line-transect surveys of tropical forest primates. *Neotropical Primates* 7:11-16.
- Peres, C.A. 2000. Effects of subsistence hunting on vertebrate community structure in Amazonian Forests. *Conservation Biology* 14: 240-253.
- Pianka, E.R. 1967. On lizard species diversity: north american latland deserts. *Ecology* 48: 333-351.

- Pinto, N.; Lasky, J.; Bueno, R.; Keitt, T.H. & Galetti, M. 2009. Primate Densities in the Atlantic Forest of Southeast Brazil: the role of habitat quality and anthropogenic disturbance. Pp 413–431. In: Garber, P.A.; Estrada, A.; Bicca-Marques, J.C.; Heymann, E.W. & Strier, K.B. (Eds.). *South American Primates: comparative perspectives in the study of behavior, ecology, and conservation*. New York, Springer.
- Pires, A.S. & Galetti, M. 2012. The agouti *Dasyprocta leporina* (Rodentia: Dasyproctidae) as seed disperser of the palm *Astrocaryum aculeatissimum*. *Mastozoologia Neotropical* 19: 147–153.
- Price, E.C.; Piedade, H.M. & Wormell, D. 2002. Population densities of primates in a Brazilian Atlantic Forest. *Folia Primatologica* 73: 54–56.
- Redford, K.H. & Wetzell, R.M. 1985. *Euphractus sexcinctus*. *Mammalian Species* 252: 1–4.
- Ribeiro, L.F.; Conde, L.O.M. & Tabarelli, M. 2010. Predação e remoção de sementes de cinco espécies de palmeiras por *Guerlinguetus ingrami* (Thomas, 1901) em um fragmento urbano de Floresta Atlântica Montana. *Revista Árvore* 4: 637–649.
- Robinson, J.G. & Redford, K.H. 1986. Body size, diet, and population density of neotropical forest mammals. *The American Naturalist* 128: 665–680.
- Russel, J. K. 1996. Timing of reproduction by coatis (*Nasua narica*) in relation to fluctuations in flood resources. Pp 413–431. In: Leigh Jr., E.G.; Rand, A.S. & Windsor, D.M. (Eds.). *The ecology of a tropical forest*. Washington, Smithsonian Institution Press.
- Sanches, R.A. 2001. Caiçara communities of the southeastern coast of São Paulo state (Brazil): Traditional activities and conservation policy for the Atlantic Rain Forest. *Human Ecology Review* 8: 52–64.
- Santana, B.E.M.M.; Prado, M.R.; Lessa, G.; Rocha, E.C. & Melo, F.R. 2008. Densidade, tamanho populacional e abundância dos primatas em um fragmento de floresta atlântica em Minas Gerais, Brasil. *Revista Árvore* 32: 1109–1117.
- Schaller, G. B. 1983. Mammals and their biomass on a Brazilian ranch. *Arquivos de Zoologia* 31: 1–36.
- Sheldon, A.L. 1968. Species diversity and longitudinal succession in stream fishes. *Ecology* 49: 193–198.
- Shettleworth, S. J. 1998. *Cognition, Evolution, and Behavior*. New York, Oxford University Press.
- Silvius, K.M. & Fragoso, J. 2003. Red-Drummed Agouti (*Dasyprocta leporina*) Home Range Use in an Amazonian Forest: Implications for the Aggregated Distribution of Forest Trees. *Biotropica* 35: 74–83.
- Soulé, M.E. 1986. *Conservation biology, the science of scarcity and diversity*. Sunderland, Sinauer Associates.
- Souza, J.B. & Alves, R.R.N. 2014. Hunting and wildlife use in an Atlantic Forest remnant of northeastern Brazil. *Tropical Conservation Science* 7: 145–160.
- Sowls, L.K. 1997. *Javelinas and other peccaries: their biology, management, and use*. Texas, A and M University Press.
- Srbek-Araujo, A. C.; Rocha, M. F. & Peracchi, A. L. 2014. A Mastofauna da Reserva Natural Vale, Linhares, Espírito Santo, Brasil. *Ciência & Ambiente* 49: 153–167.
- Srbek-Araujo, A.C. & Chiarello, A.G. 2013. Influence of camera-trap sampling design on mammal species capture rates and community structures in southeastern Brazil. *Biota Neotropica* 13: 51–62.
- Srbek-Araujo, A.C. 2013. Conservação da onça-pintada (*Panthera onca* Linnaeus, 1758) na Mata Atlântica de Tabuleiro do Espírito Santo. Tese de Doutorado em Ecologia, Conservação e Manejo de Vida Silvestre. Belo Horizonte, Universidade Federal de Minas Gerais.
- Stevenson, M.F. & Rylands, A.B. 1988. The marmosets, genus *Callithrix*. Pp 131–222. In: Mittermeier, R.; Rylands, A.B.; Coimbra-Filho, A.F. & Fonseca, G.A.B. (Eds.). *Ecology and Behavior of Neotropical Primates*. Washington, World Wildlife Fund.
- Stevenson, P.R. 2001. The relationship between fruit production and primate abundance in neotropical communities. *Biological Journal of the Linnean Society* 72: 161–178.
- Terborgh, J. 1994. Preservation of natural diversity: the problem of extinction prone species. *Bioscience* 24: 153–169.
- Valenzuela, D. 1998. Natural history of the white-nosed coati, *Nasua narica*, in the tropical dry forest of western México. *Revista Mexicana de Mastozoologia* 3: 26–44.
- Vieira, E.M. 1996. Highway mortality of mammals in central Brazil. *Ciência e Cultura* 48: 270–272.
- Wright, S.J. 1998. Impact of predation risk on the behavior of *Propithecus diadema ewardsi* in the rainforest of Madagascar. *Behaviour* 135: 485–512.
- Wright, S.J. 2003. The myriad consequences of hunting for vertebrates and plants in tropical forest. *Perspectives in Plant Ecology, Evolution and Systematics* 6: 73–86.

28

MAMÍFEROS DE MÉDIO E GRANDE PORTE DAS FLORESTAS DE TABULEIRO DO NORTE DO ESPÍRITO SANTO: GRUPOS FUNCIONAIS E PRINCIPAIS AMEAÇAS

Ana Carolina Srbek-Araujo & Maria Cecília Martins Kierulff

INTRODUÇÃO

A Mata Atlântica consiste em uma das áreas de grande riqueza biológica mais ameaçadas do planeta, sendo classificada como um dos 34 *hotspots* mundiais de biodiversidade (Mittermeier *et al.*, 2004). Ocupava originalmente cerca de 15% do território brasileiro, estando atualmente restrita a apenas 13% de sua extensão original (SOS Mata Atlântica & Inpe, 2014). A área remanescente no bioma está dividida em cerca de 245 mil fragmentos e apenas 0,3% é maior do que 10.000 ha (Ribeiro *et al.*, 2009). Além da perda total de área e da grande fragmentação do bioma, menos de 14% da cobertura vegetal remanescente está oficialmente protegida (Ribeiro *et al.*, 2009). Apesar do cenário de degradação, a Mata Atlântica ainda abriga 298 espécies de mamíferos, entre os quais 30% são considerados endêmicos do bioma (Paglia *et al.*, 2012), o que demonstra sua importância para a conservação da mastofauna brasileira.

No estado do Espírito Santo, que está integralmente contido nos limites da Mata Atlântica, restam atualmente cerca de 11% da cobertura vegetal original, o que inclui áreas de floresta, restinga e mangue (SOS Mata Atlântica & Inpe, 2014). Pouco mais de 10% da área florestal remanescente no Espírito Santo estão contidos em um único fragmento, denominado Bloco Linhares-Sooretama, que representa a

maior área florestal contínua do estado (baseado em dados disponíveis em SOS Mata Atlântica & Inpe, 2014). Este inclui a Reserva Biológica de Sooretama (RBS: aproximadamente 24.000 ha) e três áreas protegidas privadas: a Reserva Natural Vale (RNV: 22.711 ha), a Reserva Particular do Patrimônio Natural (RPPN) Recanto das Antas (2.212 ha) e a RPPN Mutum Preto (379 ha).

Estudos recentes realizados na RNV confirmam a presença de 36 espécies de mamíferos de médio e grande porte na região, sendo seis endêmicas da Mata Atlântica (17%), 13 consideradas sob ameaça no Espírito Santo (36%) e 12 classificadas como ameaçadas em nível nacional (33%) (Tabela 1; para detalhes, ver Srbek-Araujo *et al.*, 2014). O total de espécies de médio e grande porte registradas na RNV representa cerca de 47% das espécies de mamíferos de maior porte confirmadas para a Mata Atlântica e 17% de todos os médios e grandes mamíferos registrados no Brasil (baseado em dados disponíveis em Paglia *et al.*, 2012). Em função da elevada riqueza de espécies contida na RNV, incluindo a presença de espécies raras e que atualmente já foram extintas em outras localidades da Mata Atlântica, o Bloco Linhares-Sooretama apresenta alta prioridade para conservação da mastofauna no Espírito Santo, sendo também uma área relevante para conservação da mastofauna da Mata Atlântica de forma geral (Srbek-Araujo *et al.*, 2014).

Tabela 1: Mamíferos de médio e grande porte com ocorrência confirmada para a Reserva Natural Vale (Linhares/ES), sudeste do Brasil.

Espécies ¹	Nome Popular	Endemismo ²	Status de Ameaça ³	
			Estadual ⁴	Nacional ⁵
Ordem Cingulata				
Família Dasypodidae				
<i>Cabassous tatouay</i> (Desmarest, 1804)	tatu-de-rabo-mole			
<i>Dasypus novemcinctus</i> Linnaeus, 1758	tatu-galinha			
<i>Dasypus septemcinctus</i> Linnaeus, 1758	tatu-galinha-pequeno			
<i>Euphractus sexcinctus</i> (Linnaeus, 1758)	tatu-peba			
<i>Priodontes maximus</i> (Kerr, 1792)	tatu-canastra		CR	VU
Ordem Pilosa				
Família Bradypodidae				
<i>Bradypus variegatus</i> Schinz, 1825	preguiça-comum			
Família Myrmecophagidae				
<i>Tamandua tetradactyla</i> (Linnaeus, 1758)	tamanduá-mirim			
Ordem Primates				
Família Atelidae				
<i>Alouatta guariba</i> (Humboldt, 1812)	bugio	X		CR
Família Cebidae				
<i>Callithrix geoffroyi</i> (Humboldt, 1812)	mico-da-cara-branca	X		
<i>Sapajus robustus</i> (Kuhl, 1820)	macaco-prego	X	VU	EN
Família Pitheciidae				
<i>Callicebus personatus</i> (É. Geoffroy, 1812)	sauá	X	VU	VU
Ordem Carnivora				
Família Canidae				
<i>Cerdocyon thous</i> (Linnaeus, 1766)	cachorro-do-mato			
Família Procyonidae				
<i>Nasua nasua</i> (Linnaeus, 1766)	quati			
<i>Potos flavus</i> (Schreber, 1774)	jupará			
<i>Procyon cancrivorus</i> (G. Cuvier, 1798)	mão-pelada			
Família Mustelidae				
<i>Eira barbara</i> (Linnaeus, 1758)	irara			
<i>Galictis cuja</i> (Molina, 1782)	furão			
<i>Lontra longicaudis</i> (Olfers, 1818)	lontra			
Família Felidae				
<i>Leopardus pardalis</i> (Linnaeus, 1758)	jaguaririca		VU	
<i>Leopardus guttulus</i> (Hensel, 1872) ⁶	gato-do-mato-pequeno		VU	VU
<i>Leopardus wiedii</i> (Schinz, 1821)	gato-maracajá		VU	VU
<i>Puma concolor</i> (Linnaeus, 1771)	onça-parda		EN	VU
<i>Puma yagouaroundi</i> (É. Geoffroy, 1803)	gato-mourisco			VU
<i>Panthera onca</i> (Linnaeus, 1758)	onça-pintada		CR	VU
Ordem Perissodactyla				
Família Tapiridae				
<i>Tapirus terrestris</i> (Linnaeus, 1758)	anta		EN	VU
Ordem Artiodactyla				
Família Tayassuidae				
<i>Pecari tajacu</i> (Linnaeus, 1758)	catitu		VU	
<i>Tayassu pecari</i> (Link, 1795)	queixada		EN	VU

Espécies ¹	Nome Popular	Endemismo ²	Status de Ameaça ³	
			Estadual ⁴	Nacional ⁵
Família Cervidae				
<i>Mazama americana</i> (Erleben, 1777)	veado-mateiro			
<i>Mazama gouazoubira</i> (G. Fischer, 1814)	veado-catingueiro			
Ordem Rodentia				
Família Sciuridae				
<i>Guerlinguetus ingrami</i> (Thomas, 1901)	esquilo	X		
Família Erethizontidae				
<i>Chaetomys subspinosus</i> (Olfers, 1818)	ouriço-preto	X	VU	VU
<i>Coendou insidiosus</i> (Lichtenstein, 1818)	ouriço-cacheiro			
Família Caviidae				
<i>Hydrochoerus hydrochaeris</i> (Linnaeus, 1766)	capivara			
Família Cuniculidae				
<i>Cuniculus paca</i> (Linnaeus, 1766)	paca			
Família Dasyproctidae				
<i>Dasyprocta leporina</i> (Linnaeus, 1758)	cutia		VU	
Ordem Lagomorpha				
Família Leporidae				
<i>Sylvilagus brasiliensis</i> (Linnaeus, 1758)	tapiti			

1 Lista elaborada com base nos dados apresentados em SrbeK-Araujo *et al.* (2014).

2 Espécies endêmicas da Mata Atlântica de acordo com Paglia *et al.* (2012).

3 Status de Ameaça: VU = Vulnerável; EN = Em Perigo; CR = Criticamente em Perigo.

4 Espécies ameaçadas em nível estadual conforme Chiarello *et al.* (2007).

5 Espécies ameaçadas em nível nacional segundo MMA (2014).

6 Foi adotada a identificação *Leopardus guttulus*, conforme divisão em nível específico proposta para subespécies de *Leopardus tigrinus* (Schreber, 1775) por Trigo *et al.* (2013), com base em diferenças moleculares, e por Nascimento (2010), a partir de análises morfológicas.

A riqueza de espécies, entretanto, é uma medida tradicional de biodiversidade baseada em valores que incorporam pouca ou nenhuma informação sobre as espécies propriamente ditas, resultando em uma avaliação limitada da comunidade. Por este motivo, estudos recentes têm utilizado, cada vez mais, medidas de biodiversidade que incluem informações mais detalhadas sobre as espécies, permitindo avaliar, por exemplo, a função que cada organismo desempenha na comunidade. Uma dessas medidas é denominada “diversidade funcional”. Sua utilização tem aumentado desde o final da década de 1990 e passou a receber maior atenção da comunidade científica a partir de 2003–2005 (Petchey & Gaston, 2006). A diversidade funcional é um importante componente da biodiversidade (Petchey & Gaston, 2006) e pode ser definida como o número, o tipo e a distribuição de funções desempenhadas pelos organismos em um ecossistema (Díaz & Cabido, 2001) ou a multiplicidade funcional

dentro de uma comunidade (Tessfaye *et al.*, 2003). Pode ser usada para descrever comunidades e ecossistemas com base nos nichos ou funções exercidas pelas espécies e não necessariamente na história evolutiva dos táxons (Petchey & Gaston, 2006), analisando as características funcionais que exercem influência sobre os processos ecológicos que ocorrem no ambiente (Petchey & Gaston, 2006). A diversidade funcional pode ser avaliada com base em dados categóricos e em medidas contínuas, sendo a identificação do número de grupos funcionais presentes em uma comunidade uma das medidas possíveis (Petchey & Gaston, 2006). Esta abordagem é a mais antiga, representando a primeira medida de diversidade funcional proposta, e que ainda hoje é a mais comumente utilizada (Cianciaruso *et al.*, 2009).

O presente trabalho apresenta a caracterização da comunidade de mamíferos de médio e grande porte presente na RNV com base na determinação

dos grupos funcionais representados na região e pontua as principais ameaças que podem levar à extinção local de espécies e, conseqüentemente, de funções ecológicas a elas relacionadas, a exemplo do que tem sido observado em outras localidades da Mata Atlântica.

MATERIAL E MÉTODOS

Os mamíferos de médio e grande porte compreendem espécies com mais de 1 kg, tendo sido também incluídos no presente estudo o mico-da-cara-branca (*Callithrix geoffroyi* = 230-350 g; Paglia *et al.*, 2012) e o esquilo (*Guerlinguetus ingrami* = 125-216 g; Paglia *et al.*, 2012) (Tabela 1). Apesar de apresentarem porte reduzido, estes táxons não são tradicionalmente classificados como pequenos mamíferos (Fonseca, 1989), uma vez que sua amostragem é habitualmente realizada por meio de métodos empregados no estudo de espécies de médio e grande porte.

Para a avaliação da comunidade de médios e grandes mamíferos foi montada uma matriz de “espécies x características” considerando as seguintes variáveis: dieta, peso, hábito locomotor (ocupação espacial) e horário de atividade. Dados referentes à dieta, ao peso e ao hábito locomotor das espécies foram obtidos em Paglia *et al.* (2012). As categorias de dieta consideradas no presente estudo são apresentadas nos resultados.

Os valores de peso foram agrupados em oito categorias de tamanho: < 1 kg, 1-2 kg, 2-5 kg, 5-10 kg, 10-40 kg, 40-60 kg, 60-100 kg e > 100 kg. Quanto ao hábito locomotor, as espécies analisadas foram classificadas como arborícolas, escansoriais, terrícolas, semifossoriais ou semiaquáticas, conforme apresentado em Paglia *et al.* (2012), exceto *Procyon cancrivorus* que foi classificada como terrícola no presente estudo. O horário de atividade foi baseado em dados obtidos na RNV, entre 2005 e 2014, a partir de armadilhas fotográficas (Projeto Felinos - A.C. Srbek-Araujo, dados não publicados). As espécies analisadas foram classificadas em seis categorias de horário de atividade baseadas na porcentagem de registros em cada período: diurno (≥90% diurno), preferencialmente diurno (70-89% diurno), diurno/crepuscular (50% diurno e

50% crepuscular), diurno/noturno (cerca de 50% diurno e 50% noturno), noturno (≥90% noturno) e preferencialmente noturno (70-89% noturno). Para as espécies para as quais não há registros fotográficos disponíveis para a RNV (*Priodontes maximus*, *Bradypus variegatus*, *Alouatta guariba*, *Callicebus personatus*, *Potos flavus*, *Lontra longicaudis*, *Leopardus guttulus*, *Chaetomys subspinosus* e *Coendou insidiosus*), o horário de atividade foi definido com base em informações reunidas em Reis *et al.* (2006).

A determinação do número de grupos funcionais formados pelas espécies de mamíferos de médio e grande porte presentes na RNV foi realizada a partir de análises multivariadas classificatórias (Análise de Cluster) baseadas em métodos hierárquicos (*Tree Clustering*) conforme orientações apresentadas em Petchey & Gaston (2006). Como regra de fusão foi empregado o Método do Vizinho Mais Distante (*Complete Linkage*) que determina a distância dos agrupamentos com base na maior distância entre quaisquer duas espécies em diferentes subgrupos (Statsoft, 2004). Como medida de distância foi adotado o Método da Porcentagem de Desacordo (*Percent Disagreement*) que é considerado ideal para análises que incluem dados categóricos (Statsoft, 2004). As análises estatísticas foram realizadas no Programa Statistica versão 7.1 (Statsoft, 2004).

RESULTADOS E DISCUSSÃO

Grupos Funcionais

A comunidade de mamíferos de médio e grande porte presente na RNV está organizada em cinco grupos funcionais principais, compostos por 1 a 3 subgrupos funcionais e 2 a 11 espécies ao todo (Figura 1). A Figura 1 apresenta as associações entre as espécies de acordo com a dieta, o peso, o hábito locomotor e o horário de atividade. A dieta representou a característica funcional principal na definição dos grupos e subgrupos, enquanto as outras características analisadas contribuíram especialmente na organização interna dos agrupamentos. Quanto mais semelhantes são as espécies, mais próximas elas se apresentam no diagrama, sendo a distância representada pelo número e pelo comprimento das linhas que

comunicam as espécies. As diferenças são medidas pelas distâncias sinalizadas na escala inferior (eixo x), variando de zero, entre as espécies que se sobrepõem, até mais de 0,5, indicando as espécies mais diferentes entre si.

O Grupo Funcional 1 foi definido como CARNÍVOROS, incluindo predadores estritos de invertebrados ou de vertebrados, abrangendo os subgrupos Mirmecófago, Carnívoro e Piscívoro. CARNÍVOROS representa o grupo com maior número de espécies, sendo a organização interna dos subgrupos Mirmecófago e Carnívoro definida por diferenças no hábito locomotor e/ou no horário de atividade das espécies. Piscívoro foi o subgrupo mais distante entre os CARNÍVOROS, estando composto por uma única espécie (lontra, *Lontra longicaudis*).

O Grupo Funcional 2 foi intitulado GENERALISTAS, uma vez que abrange espécies com dieta mais variada, estando representado pelos subgrupos Insetívoro/Onívoro e Frugívoro/Onívoro. GENERALISTAS representa o segundo grupo mais diverso, estando formado por dois subgrupos funcionais com duas ou mais espécies com grande sobreposição dos caracteres analisados. Em GENERALISTAS, as espécies mais próximas diferiram em relação ao tamanho (tatus entre si) e ao horário de atividade [macaco-prego (*Sapajus robustus*) x jupará (*Potos flavus*); “quati (*Nasua nasua*) + irara (*Eira barbara*)” x mão-pelada (*Procyon cancrivorus*)], havendo uma forte sobreposição entre quati e irara.

O Grupo Funcional 3 foi denominado HERBÍVOROS ARBORÍCOLAS, incluindo espécies herbívoras que exploram verticalmente o ambiente, abrangendo os subgrupos Folívoro, Folívoro/Frugívoro e Frugívoro/Insetívoro/Gomívoro. Entre os HERBÍVOROS ARBORÍCOLAS, os subgrupos Folívoro e Frugívoro/Insetívoro/Gomívoro estão representados por uma única espécie cada (respectivamente: preguiça-comum, *Bradypus variegatus*; mico-da-cara-branca, *Callithrix geoffroyi*), sendo Frugívoro/Insetívoro/Gomívoro o subgrupo mais distante em relação às outras espécies inseridas em HERBÍVOROS ARBORÍCOLAS. Neste grupo destaca-se também a forte sobreposição entre o ouriço-preto (*Chaetomys subpinosus*) e ouriço-cacheiro

(*Coendou insidiosus*), classificados por Paglia *et al.* (2012) como Folívoro/Frugívoro e Frugívoro/Folívoro, respectivamente.

O Grupo Funcional 4 foi definido como GRANÍVOROS, estando representado por espécies que se alimentam principalmente de sementes, entre outros itens de origem vegetal, e que estão inseridas no subgrupo Frugívoro/Granívoro. GRANÍVOROS constitui o grupo menos diverso, com apenas duas espécies com diferenciação relacionada ao tamanho e ao hábito locomotor, sendo o esquilo, *Guerlinguetus ingrami*, como arborícola; e a cutia, *Dasyprocta leporina*, como terrícola (Paglia *et al.*, 2012).

Finalmente, o Grupo Funcional 5, intitulado HERBÍVOROS TERRÍCOLAS, abrange espécies herbívoras que forrageiam na serrapilheira e/ou nos estratos mais baixos do sub-bosque, estando composto pelos subgrupos Frugívoro/Herbívoro e Herbívoro (pastador). Entre os HERBÍVOROS TERRÍCOLAS, as espécies mais próximas diferiram em relação ao tamanho e/ou horário de atividade, embora entre os Frugívoros/Herbívoros tenha havido uma grande sobreposição entre catitu (*Pecari tajacu*) e veado-catingueiro (*Mazama gouazoubira*).

Segundo Lawton & Brown (1993), a análise de grupos funcionais assume que os membros de um mesmo agrupamento são funcionalmente idênticos, podendo haver completa redundância entre as espécies dentro dos grupos. Neste sentido, seria improvável que, em comunidades compostas por táxons funcionalmente redundantes, a perda aleatória de espécies resultasse em diminuição significativa da diversidade funcional (Mayfield *et al.*, 2010). Entretanto, na prática, observa-se que as comunidades geralmente apresentam redundância limitada e a extinção aleatória de algumas espécies pode resultar, na verdade, em perda significativa de diversidade funcional (Petchey & Gaston, 2002). Os dados obtidos para a comunidade de mamíferos de médio e grande porte presente na RNV demonstram que nem sempre a redundância entre as espécies que compõem um mesmo grupo é completa, conforme apontado também por Ciancaruso *et al.* (2009). Além da diferenciação associada à dieta, ao peso, ao hábito locomotor e ao horário de atividade, mesmo para

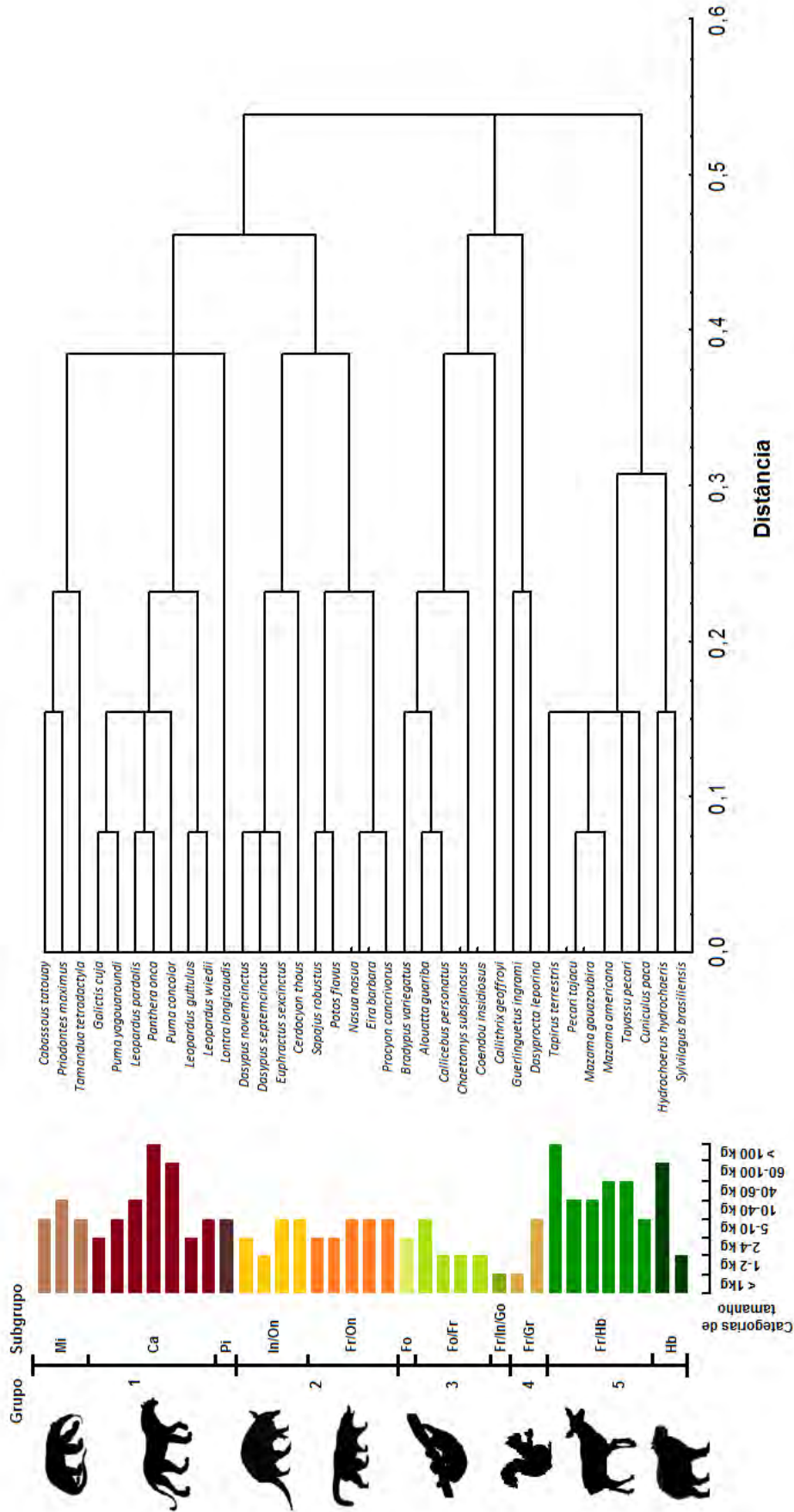


Figura 1: Grupos funcionais compostos pelas espécies de mamíferos de médio e grande porte presentes na Reserva Natural Vale: Legenda: Grupo Funcional 1 = Carnívoros (Subgrupos: Mirmecófago – Mi, Carnívoro – Ca e Piscívoro – Pi), Grupo Funcional 2 = Generalistas (Subgrupos: Insetívoro/Onívoro – In/On e Frugívoro/Onívoro – Fr/On), Grupo Funcional 3 = Herbívoros Arborícolas (Subgrupos: Folívoro – Fo, Folívoro/Frugívoro – Fo/Gr e Frugívoro/Insetívoro/Gomívoro – Fr/In/Go), Grupo Funcional 4 = Granívoros (Subgrupo: Frugívoro/Granívoro – Fr/Gr) e Grupo Funcional 5 = Herbívoros Terrícolas (Subgrupos: Frugívoro/Herbívoro – Fr/Hb e Herbívoro – Hb).

os pares de espécies que apresentaram forte sobreposição para todos os caracteres analisados no presente estudo, há outros atributos que podem contribuir para a caracterização do nicho efetivo de cada espécie, como, por exemplo, o detalhamento no uso e partilha dos recursos alimentares ou aspectos comportamentais e sociais, reforçando a importância da manutenção de todos os elementos que compõem as comunidades biológicas. Assim, quanto mais detalhadas forem as informações sobre cada espécie, maior se tornará a diferenciação e menor será a sobreposição/redundância entre os táxons analisados em uma comunidade. Entretanto, estas informações nem sempre estão disponíveis para a maioria das espécies.

Os maiores valores de diversidade funcional registrados para mamíferos de médio e grande porte na Mata Atlântica estão relacionados a áreas com grande cobertura florestal, maior heterogeneidade ambiental e baixos níveis de perturbação antrópica (Magioli *et al.*, 2015), a exemplo do Bloco Linhares-Sooretama. Esses grandes remanescentes são considerados fundamentais para a manutenção dos serviços ecossistêmicos prestados pelas espécies de maior porte e para a conservação de mamíferos, funcionando como áreas de referência da função ecológica das comunidades de médios e grandes mamíferos em nível de bioma (Magioli *et al.*, 2015).

Principais Ameaças

A diversidade funcional influencia os processos, a dinâmica e a estabilidade dos ecossistemas, podendo ser empregada como uma ferramenta para prever as consequências funcionais das alterações ambientais causadas pelo homem (Petchey & Gaston, 2006). Assim, a partir da análise da diversidade funcional é possível, por exemplo, avaliar de forma mais acurada quais serão as consequências da extinção de espécies (Petchey & Gaston, 2006) e estimar as perdas que uma comunidade pode suportar antes que funções importantes sejam completamente perdidas (Cianciaruso *et al.*, 2009).

Os mamíferos de médio e grande porte são especialmente sensíveis à perda e fragmentação de habitat, sendo as consequências destas ameaças agravadas por efeitos sinérgicos com outros fatores, como caça, incêndios florestais e outros impactos

antrópicos sobre populações isoladas (Canale *et al.*, 2012). A caça, por si só, pode ser considerada uma das principais ameaças à conservação de mamíferos de médio e grande porte, acarretando alterações na abundância das populações e na biomassa das comunidades, o que pode culminar com a extinção local dos táxons mais afetados (p. ex. Chiarello, 2000; Lopes & Ferrari, 2000; Galetti *et al.*, 2009). Entre as espécies de maior porte, os grupos com maior longevidade, que apresentam baixos índices de aumento populacional e longo tempo de geração são ainda mais vulneráveis à extinção quando submetidos à pressão de caça, a exemplo do catitu, do queixada, dos veados e da anta (Bodmer *et al.*, 1997). Embora a RNV conte com um aparato de vigilância contra caçadores que já foi considerado o mais eficiente do Espírito Santo (Chiarello, 2000), o número de eventos anuais relacionados à caça nesta reserva e na RBS variou entre 150 e quase 200 entre 2003 e 2013 (Kierulff *et al.*, 2014). Assim, a pressão de caça no Bloco Linhares-Sooretama pode ser considerada elevada, sendo observada uma tendência de aumento nos últimos anos. As espécies mais caçadas na região são a paca, os tatus e a cutia (Kierulff *et al.*, 2014), havendo também registros de abate de veados, anta, porcos-do-mato e capivara, entre outras espécies de mamíferos (Banco de Dados de Proteção Ecológica RNV e RBS - Vale, dados não publicados). Embora os felinos não sejam alvo de caça para alimentação na Mata Atlântica, eles também podem ser vítimas da ação de caçadores, principalmente os grandes felinos, os quais são mortos por serem considerados ameaças para o homem e/ou para animais domésticos (Canale *et al.*, 2012). Além disso, a atividade de caça aumenta a pressão sobre as populações de espécies consumidas pelos felinos, interferindo também na disponibilidade de recursos para os predadores naturais. Se nada for feito para intensificar o combate à ação de caçadores e aumentar a proteção do Bloco Linhares-Sooretama, os efeitos da caça poderão acarretar alterações na comunidade de mamíferos e, conseqüentemente, em sua diversidade funcional, desencadeando mudanças que podem impactar a flora e outros elementos da fauna locais. Neste sentido, ressalta-se que apenas a existência de habitats adequados não garante a sobrevivência das espécies se a área não for protegida contra a

caça (Canale *et al.*, 2012), resultando em “florestas vazias” (Redford, 1992).

Além dos efeitos da caça, o risco de atropelamentos de espécies de maior porte também deve ser apontado para o Bloco Linhares-Sooretama. A rodovia BR-101 intercepta o bloco no sentido norte-sul, dividindo-o em porções leste e oeste. Os atropelamentos de fauna têm se tornado um problema crescente em diferentes partes do mundo nos últimos anos (Baskaran & Boominathan, 2010) e podem apresentar efeito substancial na demografia das populações de espécies mais afetadas (Trombulak & Frissell, 2000). No trecho da rodovia BR-101 que intercepta o Bloco Linhares-Sooretama, destacam-se registros de atropelamentos fatais de onça-pintada e onça-parda, além de pequenos felinos (Srbek-Araujo *et al.*, 2015), anta (Westermeyer, 2015), capivara, tatus, tamanduá-de-colete, primatas e cachorro-do-mato, entre outros (Samir G. Rolim, comunicação pessoal). A rodovia BR-101 será inteiramente duplicada no estado e há previsão de início das obras, mas ainda não há estudo de impacto ambiental para o projeto de duplicação do trecho que intercepta o Bloco Linhares-Sooretama ou o planejamento de medidas especiais para evitar ou reduzir o risco de atropelamento de fauna na região (para detalhes, ver Srbek-Araujo *et al.*, 2015). As primeiras mobilizações para avaliação do problema foram iniciadas no final de 2014, mas ainda não há ações concretas para a resolução da questão. Além das perdas já observadas, ressalta-se que os mamíferos de médio e grande porte são especialmente suscetíveis a atropelamentos em estradas com pistas duplas e em vias de alta velocidade (Forman & Alexander, 1998), sendo esperada a intensificação do impacto da rodovia BR-101 sobre as espécies afetadas após sua duplicação.

Os cinco grupos funcionais identificados para a RNV apresentam pelo menos uma espécie ameaçada de extinção em nível estadual (Chiarello *et al.*, 2007) e, com exceção de GRANÍVOROS, isso também é observado para espécies ameaçadas nacionalmente (MMA, 2014) (Tabela 1). CARNÍVOROS representa o grupo funcional que reúne o maior número de táxons sob ameaça, possuindo seis espécies ameaçadas no estado e/ou no Brasil (55% das espécies inseridas

no grupo em análise). Quando analisado apenas o subgrupo Carnívoro, a representatividade de espécies ameaçadas se torna ainda maior ($n = 5$ ameaçadas no estado e/ou no país, 83% do subgrupo). As espécies inseridas neste subgrupo, especialmente os felinos, apresentam função essencial no controle das populações de presas que consomem, contribuindo para a estruturação de toda a comunidade. Outro subgrupo que merece destaque é Frugívoro/Herbívoro, que compõe o grupo HERBÍVOROS TERRÍCOLAS. Das seis espécies inseridas nesse subgrupo, três são ameaçadas no estado (Chiarello *et al.*, 2007) e duas delas também em nível nacional (MMA, 2014) (50 e 33%, respectivamente), sendo a anta uma importante dispersora de sementes, especialmente de espécies com estruturas reprodutivas de maior porte, enquanto o catitu e o queixada são importantes predadores e dispersores de sementes, participando da dinâmica de regeneração natural, manutenção e estruturação das comunidades vegetais. Desta forma, mesmo que haja alguma sobreposição entre as espécies citadas, a falta de qualquer componente desses subgrupos pode acarretar uma série de alterações secundárias em virtude da perda ou redução de funções ecológicas essenciais nas comunidades das quais participam.

De forma geral, os esforços de conservação da biodiversidade focam quase exclusivamente em listas de espécies, mas o número total de espécies e o número de táxons ameaçados são critérios que não refletem informações relacionadas à história evolutiva e às características biológicas das espécies (Mace *et al.*, 2003) ou às funções ecológicas representadas nas comunidades. Entretanto, a ação humana pode causar significativas reduções não apenas no número de espécies, afetando também a diversidade funcional da comunidade (Cadotte *et al.*, 2011). Este parâmetro é o que sofre os maiores declínios (Cadotte *et al.*, 2011), ressaltando que a conservação de espécies por si só não garante a manutenção dos serviços ecossistêmicos cruciais à conservação dos ambientes naturais, sendo necessários esforços tanto para a conservação das espécies, quanto da diversidade funcional das comunidades (Diaz & Cabido, 2001). Uma vez que a funcionalidade dos ecossistemas é afetada pela perda das interações ecológicas, este último

elemento deve ser avaliado como o principal componente da biodiversidade, considerando que a saúde dos ecossistemas é dependente da manutenção das interações entre as espécies (Valiente-Banuet *et al.*, 2015).

Além disso, a perda das interações ecológicas pode ocorrer antes do desaparecimento das espécies envolvidas nos processos, sendo as taxas de perda das interações mais aceleradas do que as taxas de extinção de espécies (Valiente-Banuet *et al.*, 2015). Assim, apenas o registro da presença de espécies não é garantia que sua função está sendo realizada e um impacto prolongado sobre as populações de carnívoros e grandes herbívoros, por exemplo, pode causar declínio das funções desempenhadas por esses grupos, especialmente se suas populações forem muito pequenas.

CONSIDERAÇÕES FINAIS

No presente estudo foi adotada a abordagem de grupos funcionais baseada em dados categóricos, considerando que não há informações disponíveis sobre o nicho ecológico efetivo que permitissem medir as distâncias funcionais de forma mais detalhada para todas as espécies de médios e grandes mamíferos presentes na RNV. Embora haja limitações no uso de variáveis categóricas, sobretudo em função da utilização de informações simplistas e que não permitem detectar divisões mais refinadas entre as espécies (p. ex. Petchey *et al.*, 2004; Petchey & Gaston, 2006), as análises realizadas no presente trabalho ilustram satisfatoriamente a diversidade de funções presentes na comunidade analisada.

Segundo SrbeK-Araujo *et al.* (2014), a RNV pode ser considerada uma das últimas áreas da Mata Atlântica a manter intacta sua comunidade de mamíferos de médio e grande porte. Neste sentido, destaca-se a presença de espécies endêmicas do bioma e ameaçadas de extinção, incluindo táxons que sofrem grande pressão de caça, sendo o Bloco Linhares-Sooretama o último refúgio de onças-pintadas e tatus-canastra no Espírito Santo, representando também uma das últimas áreas a abrigar populações destas espécies em toda a Mata Atlântica (SrbeK-Araujo *et al.*, 2009; Beisiegel *et al.*, 2012). Além destes táxons, o bloco é uma das

últimas áreas no estado com registros atuais de anta (Flesher & Gatti, 2010) e queixada (Chiarello *et al.*, 2007), ressaltando que os grandes herbívoros enfrentam atualmente elevadas taxas de declínio em todo o mundo, o que tem levado à perda ou redução dos serviços ecológicos por eles realizados em áreas cada vez maiores em termos de extensão (Ripple *et al.*, 2015). Assim, devido à integridade da comunidade de mamíferos de médio e grande porte presente na RNV é possível estimar, a partir dos resultados apresentados no presente trabalho, o quanto da diversidade funcional de mamíferos de médio e grande porte esperada para o bioma pode ter sido perdida em outras áreas, bem como detectar os grupos funcionais mais afetados pelas perdas de espécies em outras localidades.

Além da riqueza de espécies, é fundamental que os grupos funcionais presentes na RNV e, portanto, no Bloco Linhares-Sooretama sejam devidamente protegidos e conservados para manutenção dos processos e da dinâmica que fazem desta uma das áreas mais importantes para conservação de mamíferos na Mata Atlântica brasileira.

AGRADECIMENTOS

A.C. SrbeK-Araujo é grata à Vale / Instituto Ambiental Vale por todo apoio ao desenvolvimento do Projeto Felinos na Reserva Natural Vale desde 2005. As autoras agradecem a Adriano Garcia Chiarello, Camila Righetto Cassano e Sérgio Lucena Mendes pela revisão do trabalho.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Baskaran, N. & Boominathan, D. 2010. Road kill of animals by highway traffic in the tropical forests of Mudumalai Tiger Reserve, southern India. *Journal of Threatened Taxa* 2: 753-759.
- Beisiegel, B.M.; Sana, D.A. & Moraes Jr, E.A. 2012. The jaguar in the Atlantic Forest. *Cat News Special Issue* 7: 14-18.
- Bodmer, R.E.; Eisenberg, J.F. & Redford, K.H. 1997. Hunting and the Likelihood of Extinction of Amazonian Mammals. *Conservation Biology* 11: 460-466.
- Cadotte, M.W.; Carscadden, K. & Mirotchnick, N. 2011. Beyond species: functional diversity and the maintenance of ecological processes and services.

- Journal of Applied Ecology 48: 1079–1087.
- Canale, G.R.; Peres, C.A.; Guidorizzi, C.E.; Gatto, C.A.F. & Kierulff, M.C.M. 2012. Pervasive Defaunation of Forest Remnants in a Tropical Biodiversity Hotspot. *Plos One* 7: e41671.
- Chiarello, A.G. 2000. Influência da caça ilegal sobre Mamíferos e Aves das Matas de Tabuleiro do norte do estado do Espírito Santo. *Boletim do Museu de Biologia Mello Leitão* 11–12: 229–247.
- Chiarello, A.G.; Costa, L.P.; Leite, Y.L.R.; Passamani, M.; Siciliano, S. & Zortéa, M. 2007. Os Mamíferos Ameaçados de Extinção no Estado do Espírito Santo. Pp 29–45. In: Passamani, M. & Mendes, S.L. (Orgs.). *Espécies da Fauna Ameaçadas de Extinção no Estado do Espírito Santo*. Vitória, GSA.
- Cianciaruso, M.V.; Silva, I.A. & Batalha, M.A. 2009. Diversidades filogenética e funcional: novas abordagens para a ecologia de comunidades. *Biota Neotropica* 9: 93–103.
- Díaz, S. & Cabido, M. 2001. Vive la différence: plant functional diversity matters to ecosystem processes. *Trends in Ecology & Evolution* 16: 646–655.
- Flesher, K.M. & Gatti, A. 2010. *Tapirus terrestris* in Espírito Santo, Brazil. *The Newsletter of the IUCN/SSC Tapir Specialist Group* 19/1: 16–23.
- Fonseca, G.A.B. 1989. Small mammal species diversity in brazilian tropical primary and secondary forests of different sizes. *Revista Brasileira de Zoologia* 6: 381–422.
- Forman, R.T.T. & Alexander, L.E. 1998. Roads and their Major Ecological Effects. *Annual Review of Ecology, Evolution, and Systematics* 29: 207–231.
- Galetti, M.; Giacomini, H.C. Bueno, R.S.; Bernardo, C.S.S.; Marques, R.M.; Bovendorp, R.S.; Steffler, C.E.; Rubim, P.; Gobbo, S.K.; Donatti, C.I.; Begotti, R.A.; Meirelles, F.; Nobre, R.A.; Chiarello, A.G. & Peres, C.A. 2009. Priority areas for the conservation of Atlantic forest large mammals. *Biological Conservation* 142: 1229–1241.
- Kierulff, M.C.M.; Avelar, L.H.S.; Ferreira, M.E.S.; Povoá, K.F. & Bérnils, R.S. 2014. Reserva Natural Vale: história e aspectos físicos. *Ciência & Ambiente* 49: 7–40.
- Lawton, J.H. & Brown, V.K. 1993. Redundancy in ecosystems. Pp 255–270. In: Schulze, E. & Mooney, H. (Eds). *Biodiversity and ecosystem function*. Berlin, Springer-Verlag.
- Lopes, M.A. & Ferrari, F.S. 2000. Effects of Human Colonization on the Abundance and Diversity of Mammals in Eastern Brazilian Amazonia. *Conservation Biology* 14: 1658–1665.
- Mace, G.M.; Gittleman, J.L. & Purvis, A. 2003. Preserving the tree of life. *Science* 300: 1707–1709.
- Magioli, M.; Ribeiro, M.C.; Ferraz, K.M.P.M.B. & Rodrigues, M.G. 2015. Thresholds in the relationship between functional diversity and patch size for mammals in the Brazilian Atlantic Forest. *Animal Conservation* no prelo.
- Mayfield, M.M.; Bonser, S.P.; Morgan, J.W.; Aubin, I.; McNamara, S. & Vesk, P.A. 2010. What does species richness tell us about functional trait diversity? Predictions and evidence for responses of species and functional trait diversity to land-use change. *Global Ecology and Biogeography* 19: 423–431.
- Mittermeier, R.A.; Gil, P.R.; Hoffmann, M.; Pilgrim, J.; Brooks, T.; Mittermeier, C.G.; Lamoreux, J. & Fonseca, G.A.B. 2004. *Hotspots Revisited: Earth's Biologically Richest and Most Endangered Terrestrial Ecoregions*. Chicago, University of Chicago Press.
- MMA. 2014. Portaria nº 444, de 17 de dezembro de 2014: Lista Nacional Oficial de Espécies da Fauna Ameaçadas de Extinção. Brasília, Ministério do Meio Ambiente. Disponível em: <http://www.icmbio.gov.br/portal/biodiversidade/fauna-brasileira/lista-de-especies.html>.
- Nascimento, F.O. 2010. Revisão taxonômica do gênero *Leopardus* Gray, 1842 (Carnivora, Felidae). Tese de Doutorado em Ciências, Zoologia. São Paulo, Universidade de São Paulo.
- Paglia, A.P.; Fonseca, G.A.B.; Rylands, A.B.; Herrmann, G.; Aguiar, L.M.S.; Chiarello, A.G.; Leite, Y.L.R.; Costa, L.P.; Siciliano, S.; Kierulff, M.C.M.; Mendes, S.L.; Tavares, V.C.; Mittermeier, R.A. & Patton J.L. 2012. Lista Anotada dos Mamíferos do Brasil / Annotated Checklist of Brazilian Mammals. *Occasional Papers in Conservation Biology* 6: 1–76.
- Petchey, O.L. & Gaston, K.J. 2002. Extinction and the loss of functional diversity. *Proceedings of the Royal Society of London Series B-Biological Sciences* 269: 1721–1727.
- Petchey, O.L. & Gaston, K.J. 2006. Functional diversity: back to basics and looking forward. *Ecology Letters* 9: 741–758.
- Petchey, O.L.; Hector, A. & Gaston, K.J. 2004. How do different measures of functional diversity perform? *Ecology* 85: 847–857.
- Redford, K.H. 1992. The empty forest. *BioScience* 42: 412–422.
- Reis, N.L.; Perachi, A.L.; Pedro, W.A. & Lima, I.P. 2006.

- Mamíferos do Brasil. Londrina, Editora da Universidade Estadual de Londrina.
- Ribeiro, M.C.; Metzger, J.P.; Martensen, A.C.; Ponzoni, F.J. & Hirota, M.M. 2009. The Brazilian Atlantic Forest: how much is left and how is the remaining forest distributed? Implications for conservation. *Biological Conservation* 142: 1141-1153.
- Ripple, W.J.; Newsome, T.M.; Wolf, C.; Dirzo, R.; Everatt, K.T.; Galetti, M.; Hayward, M.W.; Kerley, G.I.H.; Levi, T.; Lindsey, P.A.; Macdonald, D.W.; Malhi, Y.; Painter, L.E.; Sandom, C.J.; Terborgh, J. & Van Valkenburgh, B. 2015. Collapse of the world's largest herbivores. *Science Advances* 1: e1400103.
- SOS Mata Atlântica & Inpe. 2014. Atlas dos Remanescentes Florestais da Mata Atlântica - Período 2012-2013. São Paulo, Fundação SOS Mata Atlântica e Instituto Nacional de Pesquisas Espaciais. Disponível em: http://www.sosma.org.br/wp-content/uploads/2014/05/atlas_2012-2013_relatorio_tecnico_20141.pdf.
- Srbek-Araujo, A.C.; Scoss, L.M.; Hirsch, A. & Chiarello, A.G. 2009. Recent records of the giant-armadillo *Priodontes maximus* (Kerr, 1792) (Cingulata, Dasypodidae), in the Atlantic Forest of Minas Gerais and Espírito Santo: Last refuges of the species in the Atlantic forest? *Zoologia* 26: 461-468.
- Srbek-Araujo, A.C.; Rocha, M.F. & Peracchi, A.L. 2014. A Mastofauna da Reserva Natural Vale, Linhares, Espírito Santo, Brasil. *Ciência & Ambiente* 49: 153-167.
- Srbek-Araujo, A.C.; Mendes, S.L. & Chiarello, A.G. 2015. Jaguar (*Panthera onca* Linnaeus, 1758) roadkill in Brazilian Atlantic Forest and implications for species conservation. *Brazilian Journal of Biology* no prelo.
- StatSoft. 2004. Statistica: data analysis software system (version 7.1). www.statsoft.com.
- Tesfaye, M.; Dufault, N.S.; Dornbusch, M.R.; Allan, D.L.; Vance, C.P. & Samac, D.A. 2003. Influence of enhanced malate dehydrogenase expression by alfalfa on diversity of rhizobacteria and soil nutrient availability. *Soil Biology and Biochemistry* 35: 1103-1113.
- Trigo, T.C.; Schneider, A.; Oliveira, T.G.; Lehugeur, L.M.; Silveira, L.; Freitas, T.R.O. & Eizirik, E. 2013. Molecular Data Reveal Complex Hybridization and a Cryptic Species of Neotropical Wild Cat. *Current Biology* 23: 1-6.
- Trombulak, S.C. & Frissell, C.A. 2000. Review of ecological effects of roads on terrestrial and aquatic communities. *Conservation Biology* 14: 18-30.
- Valiente-Banuet, A.; Aizen, M.A.; J.M. Alcántara; Arroyo J.; Cocucci, A.; Galetti, M.; García, M.B.; García, D.; Gómez, J.M.; Jordano, P.; Medel, R.; Navarro, L.; Obeso, J.R.; Oviedo, R.; Ramírez, N.; Rey, P.J.; Traveset, A.; Verdú, M. & Zamora, R. 2015. Beyond species loss: the extinction of ecological interactions in a changing world. *Functional Ecology* 29: 299-307.
- Westermeyer, I. 2015. Últimos Refúgios: Anta atropelada - Reserva Biológica de Sooretama (08.02.2015). Vitória, Últimos Refúgios. Disponível em: <http://www.ultimosrefugios.org.br/#!Anta-atropelada-Reserva-Biol%C3%B3gica-de-Sooretama-08022015/c1rp7/2>.



Sementes de *Ormosia arborea* (Vell.)Harms.



PARTE VI
DESAFIOS E OPORTUNIDADES

29

A IMPORTÂNCIA DA BIODIVERSIDADE BRASILEIRA E OS DESAFIOS PARA A CONSERVAÇÃO, PARA A CIÊNCIA E PARA O SETOR PRIVADO

Fabio R. Scarano & Paula Ceotto

CRISE PLANETÁRIA E A NECESSIDADE DE MUDANÇA

O planeta tem metas auspiciosas para os próximos 15 anos. Em 2030, espera-se ter alcançado pobreza zero como um dos objetivos de desenvolvimento sustentável das Nações Unidas (Griggs *et al.*, 2013); em 2020, o objetivo é o de se ter extinção zero de espécies por causas não naturais, conforme definido pela Convenção de Diversidade Biológica das Nações Unidas (Mittermeier *et al.*, 2010); e no fim de 2015, a conferência das partes da Convenção Quadro de Mudanças Climáticas, em Paris, concordou em não ultrapassarmos em 1,5 graus Celsius de aquecimento global até 2030 (Scarano, 2014a; Geden 2015). Essas metas, realistas ou não, indicam o claro reconhecimento pelas lideranças globais do momento de crise que o planeta atravessa e da necessidade de se agir decisivamente em direção à mitigação dessa crise.

A crise planetária é sem precedentes, complexa, multifacetada e causada por variáveis inter-relacionadas. A crise alimentar, a crise hídrica, a crise da biodiversidade, a crise climática, possuem estreita ligação com a crise econômica, a crise de liderança política, a crise de segurança pública e até de saúde pública. Somadas, essas várias crises já parecem implicar uma crise de valores. A sociedade chega a um ponto - como descreve Sardar (2002) ao discutir a fase pós-moderna que a ciência atravessa - no qual *“os fatos são incertos, os interesses são altos, os valores estão em disputa, e*

a urgência é grande”.

Esse período de mudanças que a sociedade atravessa parece clamar por um novo paradigma de desenvolvimento. O relatório da Avaliação Ecosistêmica do Milênio (MEA, 2005) concluiu que o componente ambiental da crise decorre de demandas sociais resultantes da combinação entre um padrão de consumo insustentável, especialmente nos países desenvolvidos, com a persistência da pobreza em países em desenvolvimento. Ainda que a relação entre desenvolvimento e degradação da natureza não seja linear - visto que tanto há países desenvolvidos que conseguiram manter sua natureza relativamente bem preservada, como há países com baixos índices de desenvolvimento e pouquíssima natureza preservada - historicamente, o desenvolvimento socioeconômico deu-se em detrimento da conservação da natureza na maioria dos países. Assim, parece existir uma relação mutuamente excludente (ou *trade-off*, em inglês) entre desenvolvimento socioeconômico e conservação da natureza. Com isso, predomina uma percepção que conservar a natureza implica obstáculo ao desenvolvimento e geração de renda, e vice-versa. O desenvolvimento que se dá às custas da degradação da natureza é insustentável, especialmente na sociedade contemporânea, para a qual o consumismo se tornou um valor e as demandas de consumo aumentam em relação exponencial com o aumento populacional (Bauman, 2011). As mudanças de uso da terra, em grande parte decorrente das demandas de

consumo e dos interesses que movem o mercado, culminaram no surgimento de 35 *hotspots* globais de biodiversidade, ou seja, locais com grande diversidade de espécies, altas taxas de endemismo e elevada proporção de habitats degradados (Mittermeier *et al.*, 2011). O Brasil possui dois *hotspots*, a Mata Atlântica (onde a Reserva Natural Vale, tema desse livro, se insere) e o Cerrado. Paralelamente, o modelo de desenvolvimento tradicional hoje ameaça grandes extensões de cobertura natural do planeta, percebidas como fronteiras de expansão econômica. No Brasil, a Amazônia seja talvez o maior exemplo dessa segunda categoria (Nepstad *et al.*, 2009; Soares-Filho *et al.*, 2010).

O reconhecimento que o modelo de desenvolvimento necessita de uma mudança de paradigma se tornou explícito globalmente na Conferência das Nações Unidas para o Desenvolvimento Sustentável, ou Rio+20, realizada em 2012 no Rio de Janeiro, mas ainda existe uma grande lacuna entre discurso e prática (Scarano *et al.*, 2012). Apesar de todos os compromissos globais que surgiram 20 anos antes, na conferência das Nações Unidas conhecida como Rio 92, governos têm fracassado em garantir práticas mais sustentáveis em seus países e emissão de carbono, degradação ambiental e pobreza persistem em taxas alarmantes. Já o setor privado – que responde pela maior parte dos produtos que a sociedade consome e gera 60% do Produto Interno Bruto do planeta (Sukhdev, 2012) – possui grande “pegada” ambiental, mas começa a reconhecer a necessidade de práticas mais sustentáveis. Embora até aqui a sociedade tenha fracassado em alcançar metas de sustentabilidade, no Rio+20 se começou a desenhar os “Objetivos de Desenvolvimento Sustentável”, que foram anunciados pela ONU em setembro de 2015. Duas prioridades serão centrais aos vários objetivos: proteger os sistemas naturais que asseguram a vida na Terra e reduzir a pobreza (Griggs *et al.*, 2013).

A NECESSIDADE DE ADAPTAÇÃO

Conciliar a conservação da natureza com a redução de pobreza implica uma mudança no paradigma de desenvolvimento, que até aqui se

deu em grande parte com base em degradação e uso não sustentável de recursos naturais e resultou em distribuição desigual de benefícios (Roe & Elliott 2010). Cientistas e lideranças políticas globais reconhecem ser precisamente a combinação entre conservação da natureza e redução de pobreza que será necessária para adaptar a sociedade ao novo quadro climático que vem se desenhando, uma vez que a) as pessoas mais vulneráveis aos efeitos perversos das mudanças climáticas são os pobres; e b) as localidades mais vulneráveis aos efeitos negativos das mudanças climáticas são as que menos possuem recursos naturais renováveis disponíveis (Fisher *et al.*, 2014; Magrin *et al.*, 2014). Uma vez que, mesmo em um cenário otimista de redução imediata e significativa de emissão de gases do efeito estufa, até 2100 a sociedade seguiria sentindo os efeitos do aumento de temperatura no planeta, foi ultrapassado o ponto até o qual a mitigação das emissões seria suficiente para garantir o bem-estar humano. Como afirmaram os cientistas do Painel Intergovernamental de Mudanças Climáticas (IPCC, em inglês), cujos volumes foram publicados entre setembro de 2013 e abril de 2014, entramos na “Era da Adaptação” na qual precisamos, como sociedade, nos adaptar às mudanças climáticas já em curso (IPCC, 2014).

Muitas vezes, quando se fala em adaptação, se imagina grandes obras de infraestrutura – diques para conter elevação do nível do mar, obras de contenção de encostas, transposição de rios, dessalinização, etc. Intervenções nessa escala, no âmbito da infraestrutura, são de alto custo e em geral visam recompor ou superar uma limitação imposta pelos recursos naturais (em geral, decorrentes da ausência destes). No entanto, tanto o IPCC como o PBMC (Painel Brasileiro de Mudanças Climáticas) recentemente enfatizaram a importância de outro tipo de adaptação, que será particularmente relevante para a América Latina e o Brasil: a adaptação baseada em ecossistemas (Magrin *et al.*, 2014; Souza-Filho *et al.*, 2014). Esse é o nome dado ao conjunto de práticas multissetoriais, multiescalares e que são baseadas na premissa de que serviços ecossistêmicos reduzem a vulnerabilidade de sociedades às mudanças climáticas (Vignola *et al.*, 2009). A adaptação baseada em ecossistemas inclui ações

como o estabelecimento e o manejo efetivo de áreas protegidas, manejo comunitário de áreas silvestres, acordos e incentivos para conservação (por exemplo, os chamados pagamentos por serviços ambientais) e a restauração ecológica (Magrin *et al.*, 2014). Para serem de fato adaptativas, tais iniciativas precisam reduzir a vulnerabilidade de sociedades, o que muitas vezes envolve mecanismos de geração de renda ou redução de pobreza associados (Abson & Termansen, 2011).

Naturalmente que para que possam ser feitas intervenções que visem adaptação baseada em ecossistemas, será necessário que os ecossistemas naturais ainda existam ou sejam recuperáveis. Em geral, essa possibilidade vai ser maior em países em desenvolvimento, que ainda disponham de parte do capital natural, do que em países que já o perderam em grande parte. Decorre dessa discussão que aliar a redução da pobreza à conservação da natureza talvez seja a principal estratégia adaptativa às mudanças climáticas nos países em desenvolvimento que ainda dispõem de seus recursos naturais – como é o caso dos países latino-americanos (*e.g.*, Scarano & Ceotto 2015). Conciliar redução de pobreza e conservação da natureza significa equilibrar o tripé social, econômico e ambiental da sustentabilidade (Adams *et al.*, 2004) e, em outras palavras, portanto, poderíamos afirmar que o desenvolvimento sustentável é a principal forma das sociedades se adaptarem às mudanças climáticas (IPCC, 2014).

A IMPORTÂNCIA DA BIODIVERSIDADE

Uma vez que a conservação da natureza é reconhecidamente parte essencial ao desenvolvimento sustentável, a biodiversidade assume papel central na atualidade. A biodiversidade – termo cunhado pelo cientista norte-americano Edward O. Wilson (nascido em 1929) para definir a diversidade biológica em vários níveis (ecossistemas, espécies e gens) – é particularmente rica no Brasil. Dentre os 17 países que abrigam 70% da riqueza de espécies do planeta, o Brasil é o mais megadiverso. Essa biodiversidade, por sua vez, é a garantia da oferta de diversos serviços ecossistêmicos que são vitais para a sobrevivência e o bem-estar humanos. Segurança alimentar, qualidade e quantidade de água, clima estável, diversidade cultural – são

todos serviços ofertados pela biodiversidade, muitas vezes de maneira imperceptível. Não surpreende, portanto, que o Brasil seja o país que contém também a maior proporção de água doce superficial (12%), seja o segundo maior produtor de alimentos e possua o maior estoque de carbono (Scarano *et al.*, 2010; 2012). Esse conjunto de fatos leva a duas importantes constatações: 1) se a biodiversidade está em crise e sua degradação avançar, a humanidade terá cada vez menos segurança alimentar, hídrica e climática; 2) se o Brasil for ineficaz em conservar sua biodiversidade, os impactos não serão apenas locais, mas também globais, no que diz respeito à produção de alimentos e balanços hidrológicos e atmosféricos.

A crise da biodiversidade é evidente a partir da estimativa de que a taxa global de extinção de espécies é hoje pelo menos mil vezes superior às taxas históricas (Mace *et al.*, 2005). Tamaña taxa de extinção foi atribuída pelo cientista norte-americano Jared Diamond (1989) a um “Quarteto Maligno” composto por destruição de habitats, ação predatória humana excessiva, espécies invasoras e cadeias de extinção. As evidências dos efeitos das mudanças climáticas sobre extinção e distribuição das espécies transformaram o “quarteto” de Diamond em “quinteto” (Thomas *et al.*, 2004) e, apesar do reconhecimento de que as sinergias entre esses cinco vetores pode ser ainda mais ameaçadora, com frequência a conversão de ecossistemas naturais e consequente destruição de habitats é tida como o principal fator causal da extinção de espécies (Baillie *et al.*, 2004). A velocidade da perda de espécies é aparentemente maior que a velocidade da ciência em reconhecer e nomear novas espécies. Por exemplo, estima-se que de 10 a 20% das plantas com flores são ainda desconhecidas para a ciência (Scheffers *et al.*, 2012).

Quanto ao clima, conforme aponta o relatório de avaliação do IPCC (Ciais *et al.*, 2013), o século XX viu um aumento de 0,9 °C na temperatura média do planeta. Para 2050, em um cenário otimista de baixas emissões de gases do efeito estufa, estima-se um aumento adicional em 0,4-1,6 °C, enquanto que, em um cenário “business as usual” (ou seja, cenário no qual são mantidas as taxas atuais de emissões), projeta-se um aumento de 1,4-2,6

°C para 2050. Para o período de 2080 a 2100, o aumento projetado é de 2,6–4,8 °C. Os cientistas concordam também que um aumento superior a 2,0 °C na temperatura média do planeta seria suficiente para gerar efeitos negativos sobre a base da vida e do bem-estar no planeta.

A crise ambiental resulta da sinergia e das interações entre a crise climática e a crise da biodiversidade. A inter-relação entre as duas crises talvez seja mais evidente na América Latina, onde a conversão de ecossistemas naturais é a principal causa da perda de biodiversidade e, ao mesmo tempo, é o principal vetor de mudanças climáticas (Magrin *et al.*, 2014). Como exemplo do que se projeta em termos de panorama futuro das sinergias entre a crise da biodiversidade e da crise climática, alguns números e estimativas para a América Latina são contundentes: o *turnover* (ou taxa de rotatividade ou troca) de espécies de vertebrados até 2100 será de cerca de 90% em montanhas na América Central e nos Andes (Lawler *et al.*, 2009); no Brasil, a distribuição de alguns grupos de aves e de plantas será deslocada para o sul, onde existe uma menor cobertura de habitats naturais; o branqueamento de corais ocorrerá com cada vez maior frequência e intensidade na América Central e, em menor proporção, na costa brasileira (Magrin *et al.*, 2014).

OS DESAFIOS DA CONSERVAÇÃO NO BRASIL E O CASO DA MATA ATLÂNTICA

O principal desafio para a conservação da biodiversidade no Brasil é o de se tornar peça central ao processo de desenvolvimento do país e não um componente marginal ou, como é muitas vezes visto, antagônico. O fato de o Brasil ser o país mais megadiverso do planeta, e ao mesmo tempo possuir uma economia forte, lhe confere uma oportunidade ímpar de se tornar um modelo de desenvolvimento sustentável para o mundo. Entretanto, o país parece hesitar em seguir esse caminho, ou no mínimo dá sinais contraditórios. Se por um lado o Brasil tem, proporcionalmente ao seu território, uma das mais extensas coberturas de áreas protegidas por unidades de conservação e terras indígenas, por outro assistiu nos últimos sete anos à perda de 44.100 km² de áreas sob proteção, especialmente

para a realização de empreendimentos diversos. Se por um lado possui uma legislação e um sistema de incentivo para promover uma agricultura de baixo carbono, por outro segue sofrendo com altas taxas de desmatamento ilegal. Se por um lado avançou no conhecimento e recuperação de espécies e ecossistemas ameaçados, por outro ainda é tímido na expansão científica e tecnológica para fontes alternativas de energia. Essa hesitação é apontada por várias publicações recentes (Scarano *et al.*, 2012; Bernard *et al.*, 2014; Ferreira *et al.*, 2014; Loyola, 2014) e contrasta com a clara liderança exercida pelo país até alguns anos atrás no processo das convenções das Nações Unidas que surgiram a partir do Rio 92 (*e.g.*, Mittermeier *et al.*, 2010).

Ainda, harmonizar conservação da natureza e desenvolvimento socioeconômico demandaria uma visão integrada do sistema de proteção, para além do sistema de unidades de conservação. As áreas protegidas dentro de propriedades privadas e produtivas, garantidas pelo Código Florestal, e todo o território cuja proteção é promovida por mecanismos de incentivos como pagamentos de serviços ambientais (tal qual o Programa Bolsa Verde, como exemplo em escala nacional – ver MMA, 2013), deveriam receber um tratamento integrado ao do sistema nacional de unidades de conservação e terras indígenas. As unidades de conservação e terras indígenas guardam também um enorme potencial de turismo sustentável até hoje não realizado, além de não serem devidamente recompensadas pelos serviços ambientais que asseguram para cidades e para a economia do país (*e.g.*, Medeiros *et al.*, 2011). Além disso, há um mercado déficit de proteção em biomas não florestais, em comparação a biomas florestais como o amazônico (Fonseca *et al.*, 2010; Veldman *et al.*, 2015).

Apesar desse aclamado déficit de proteção em biomas não florestais no Brasil, a Mata Atlântica é o bioma que mais perdeu cobertura natural desde o descobrimento do país. Apenas 11,7% da cobertura original do bioma persistem, com diferentes graus de conservação (Ribeiro *et al.*, 2009). Ainda mais grave é o fato de que a maior parte do que restou da Mata Atlântica está agrupada em pequenos fragmentos florestais: 83,4% dos quais possuem 50 hectares ou menos (Ribeiro *et al.*, 2011). Tais

fragmentos são pequenos demais para permitir a viabilidade e a prosperidade de muitas espécies que por vezes demandam uma cobertura florestal contínua mais extensa. Não surpreende, dessa forma, que mais de 60% da fauna brasileira oficialmente ameaçada de extinção seja própria da Mata Atlântica: nada menos do que 380 espécies (Paglia *et al.*, 2008). Quase 9% de todos os vertebrados terrestres conhecidos do bioma – e, dentre os endêmicos, um em cada quatro – são ameaçados de extinção (Canale *et al.*, 2012). No caso da flora, o padrão se repete: cerca de 60% das espécies ameaçadas são da Mata Atlântica, ou 1.544 espécies (Martinelli *et al.*, 2013). Ainda assim, a Mata Atlântica abriga uma das maiores diversidades biológicas do planeta, tanto nos níveis de ecossistemas e espécies, quanto genético. Isso a torna um dos 35 *hotspots* de biodiversidade e uma das cinco florestas mais ameaçadas do planeta (ver revisões em Joly *et al.*, 2014 e Scarano, 2014b).

Esse panorama de degradação está em parte associado a um histórico de ocupação que hoje resulta no fato que mais de 60% da população brasileira vive atualmente no domínio desse bioma, que abriga inclusive algumas das maiores cidades e metrópoles nacionais, como Rio de Janeiro e São Paulo. Além da concentração populacional, a Mata Atlântica é também o motor da economia do país: responde por 70% do Produto Interno Bruto (PIB) e 2/3 da economia industrial (Martinelli *et al.*, 2013). O histórico de ocupação que culminou com a concentração de atividades produtivas e da população na Mata Atlântica encontrou pouca resistência no bioma. A rede de áreas protegidas públicas e privadas da Mata Atlântica tem sido insuficiente para minimizar a fragmentação do bioma e a diversidade de fisionomias e paisagens existentes (restingas, florestas secas, campos de altitude, etc.). Por exemplo, áreas públicas de proteção integral, que excluem atividade humana em seu interior, cobrem apenas 2% do território da Mata Atlântica e estão espalhadas pelos 17 estados brasileiros que compõem o seu domínio. Além de poucas, essas áreas são em geral de tamanho reduzido – têm, em média, em torno de 10 mil hectares. Já as áreas de proteção privada, as chamadas RPPN (Reservas Particulares do Patrimônio Natural), têm em média apenas 200

hectares (Pinto *et al.*, 2012). Em parte como reflexo desse acanhado sistema de proteção, em 2013 a taxa de desflorestamento voltou a subir, pelo segundo ano consecutivo, atingindo o maior nível desde 2008. Entre 2012 e 2013 foram perdidos 23.948 hectares, ou 239 quilômetros quadrados de remanescentes florestais. Minas Gerais, Bahia, Piauí e Paraná foram os estados brasileiros que mais desmataram; juntos, responderam por cerca de 92% da perda de área no período (SOS Mata Atlântica/INPE, 2014).

A ameaça que a degradação representa para o bom fluxo de serviços ecossistêmicos e, consequentemente, ao bem estar humano na Mata Atlântica, já demanda mais do que proteção de áreas remanescentes. Tanto para o presente, como imaginando a necessidade de adaptação às mudanças climáticas em curso, a Mata Atlântica necessita hoje de um grande esforço de restauração ecológica. Com isso, foi lançado em 2009 o “Pacto pela Restauração da Mata Atlântica”, uma iniciativa que conta com a adesão de mais de 200 instituições, incluindo governos, empresas, universidades e sociedade civil (Calmon *et al.*, 2009). O Pacto visa promover a cooperação entre instituições para restaurar o bioma em larga escala, além de, em paralelo, apoiar os esforços de conservação dos remanescentes (Pinto *et al.*, 2012). Essa iniciativa tem por objetivo restaurar 15 milhões de hectares de Mata Atlântica até 2050. Alcançar essa meta levaria a garantir uma cobertura de 30% da Mata Atlântica em relação à original, o que praticamente dobra a área do bioma existente atualmente. Trata-se de um objetivo muito ambicioso, mas é o que seria necessário para se cumprir a principal lei ambiental brasileira, o Código Florestal (Melo *et al.*, 2013). Portanto, a meta do Pacto corresponde exatamente às áreas de proteção permanente e às reservas legais em propriedades privadas que são exigidas por lei, mas que se encontram sem cobertura vegetal (Pinto *et al.*, 2014). Atualmente, cerca de 58 mil hectares (apenas 0,03% da meta) encontram-se em restauração sob a ação do Pacto, o que indica clara necessidade de essa importante ação ganhar escala. Os mais de 30 anos de experiência e ações em restauração florestal na Mata Atlântica, somados à grande capacidade científica existente no Brasil, sugerem que a

tecnologia necessária já está disponível (Pinto *et al.*, 2012; Scarano, 2014b). A efetiva implementação do Pacto demandará projetos que gerem benefícios legais, sociais, ambientais e econômicos para proprietários e outros atores. A possibilidade de geração de renda e negócios a partir, por exemplo, da produção e do plantio de mudas ou da coleta de sementes, por vezes demandará treinamento e capacitação de atores locais (Pinto *et al.*, 2014). Dessa forma, os esforços de restauração podem simultaneamente recuperar o capital natural e reduzir a pobreza, aumentando a resiliência da sociedade às mudanças climáticas (Scarano & Ceotto, 2015). Tais ações aumentam o potencial de sequestro de carbono e promovem organização comunitária, geração de renda e melhoria de vida em áreas rurais (Chazdon, 2008), como já vem sendo demonstrado em alguns trechos de Mata Atlântica (Calmon *et al.*, 2011; Rodrigues *et al.*, 2011).

UM DESAFIO PARA A CIÊNCIA

Desafios locais ou nacionais, como no caso da Mata Atlântica, até problemas globais impostos à conservação da biodiversidade, demandam ação com base em ciência. Entretanto, a característica predominantemente disciplinar da ciência dos dias de hoje gera dúvidas sobre sua capacidade em fornecer a tempo os instrumentos e orientações necessárias para que melhores práticas e políticas públicas possam surgir. A natureza inter- e transdisciplinar do desafio do desenvolvimento sustentável impõe a necessidade de uma ciência capaz de integrar múltiplas disciplinas (Simon & Schiemer, 2015).

Dessa maneira, existe hoje um acirrado debate acerca do presente e do futuro da ciência da conservação da biodiversidade. Existem pelo menos três visões, não mutuamente excludentes, que discutimos a seguir: a) a tradicional ciência da conservação (TCC); b) a novaciência da conservação (NCC); e c) a ciência da sustentabilidade. O intenso debate na literatura atual diz respeito às diferenças de perspectiva (e até mesmo ideológicas) entre as duas primeiras, a TCC e a NCC. Para resumir essa longa discussão (ver Soule, 2013; Doak *et al.*, 2014; Kareiva, 2014; Miller *et al.*, 2014),

a TCC é acusada de ser centrada na natureza exclusivamente, enquanto a NCC é acusada de antropocêntrica e utilitarista.

Doak *et al.* (2014) fazem um balanço das principais críticas que essas duas abordagens recebem. Para os ‘novos conservacionistas’, a conservação tradicional, a) pode implicar problemas sociais ou econômicos, ao enfatizar a proteção da biodiversidade sem atentar para o bem-estar humano; b) se baseia no mito da natureza pristina, que de fato não existe; c) assume, muitas vezes de maneira equivocada, que a natureza é inerentemente frágil e incapaz de se recuperar de intervenções humanas e d) falhou em proteger a biodiversidade já que, apesar de 13% do território do planeta estar dentro de áreas protegidas, as taxas de extinção de espécies continuam alarmantes. Por outro lado, para os conservacionistas tradicionais, a) a base científica da ‘nova conservação’ é fraca; b) as prioridades da NCC são de fundo ético e não científico; c) motivações econômicas nem sempre são predominantes e d) não há evidência que a NCC possa corrigir as eventuais falhas da conservação tradicional.

Controvérsias à parte, naturalmente que resta a impressão que as duas abordagens são importantes e até certo ponto complementares. Todavia, a característica essencialmente transdisciplinar dos desafios globais – clima, biodiversidade, alimentos, etc. – demanda um tratamento científico também transdisciplinar e que, no Brasil, ainda é um tanto raro. A chamada “ciência da sustentabilidade” se propõe a oferecer esse tratamento. O surgimento do controvertido conceito de desenvolvimento sustentável na década de 1980 foi seguido da construção de uma ciência para tratar do tema. Essa ciência tem uma agenda de pesquisa que simultaneamente requer rigor científico transdisciplinar (Lang *et al.*, 2012) e foco em promover impactos sociais positivos e mensuráveis (Bettencourt & Kaur, 2011). O desafio central consiste em integrar perspectivas de sociedades desenvolvidas e em desenvolvimento, de disciplinas teóricas e aplicadas, de ciência e política (Ascher 2007; Aronson, 2011). Com sua pouca idade – apenas cerca de 30 anos – a chamada ciência da sustentabilidade já tem um forte arcabouço teórico e até revistas científicas importantes inteiramente

ou parcialmente dedicadas ao tema (Clark 2007; Bettencourt & Kaur, 2011). Contudo, a quantidade de estudos empíricos ainda é baixa e, de certa forma, desequilibrada no peso da contribuição de diferentes disciplinas. Schoolman *et al.* (2012) demonstraram que, apesar da proposta interdisciplinar, a ciência da sustentabilidade ainda tem dificuldades em integrar seus três pilares: econômico, social e ambiental. Artigos centrados no pilar ambiental são os que menos acessam os outros pilares e disciplinas. Além disso, por enquanto o impacto da pesquisa em sustentabilidade sobre as transformações sociais ainda é menor que o desejável (Wiek *et al.*, 2012) e apenas uma quantidade reduzida de programas de educação superior no mundo se dedicam integralmente ao tema (Wiek *et al.*, 2011).

UMA OPORTUNIDADE PARA O SETOR PRIVADO

O desafio atual da ciência – de buscar a abordagem necessária para reduzir o grau de incerteza em torno da base socioeconômica e ambiental que oferece aos tomadores de decisão (ver Scarano & Martinelli, 2010) – encontra paralelo no desafio que atravessa o setor corporativo privado de incorporar práticas que sejam ao mesmo tempo benéficas aos negócios e à sustentabilidade ambiental. Assim como para a ciência, a demanda por uma abordagem mais interdisciplinar que integre homem e natureza gera novas oportunidades de avanços no conhecimento e na solução de problemas. No setor privado a incorporação de valores ligados a boas práticas ambientais gera também novas oportunidades de negócios e de redução de riscos.

Sukhdev (2012) afirmou que para a efetiva solução de crises, como a da biodiversidade e do clima, atores do mundo corporativo deveriam migrar de “exploradores de bens comuns em interesse próprio” a “guardiões éticos de recursos planetários compartilhados”. Entre esses dois extremos situa-se um gradiente de corporações, que irão pender mais para um lado ou outro do espectro dependendo do seu tamanho, do setor onde atuam, de suas histórias, dos seus valores e do tipo de negócio no qual estão envolvidas (Salzmann *et al.*, 2005; Bhattacharya & Managi, 2012; Boiral & Heras-Saizarbitoria, 2015). Quer

seja para garantir o acesso a recursos naturais críticos ao negócio, quer seja por uma preocupação com a imagem e a marca (Rashid *et al.*, 2014; Saha & Darnton, 2005), ou para responder a demandas locais ou internacionais por produtos sustentáveis (Winn & Pogutz, 2013), um número cada vez maior de empresas investe em projetos e ações de manejo da biodiversidade e ecossistemas, incluindo práticas de conservação e restauração. Se por um determinado período se deu a proliferação de um discurso “ambientalmente amigável” associado a determinadas práticas (Lavallée & Plouffe, 2004), hoje em dia, objetivos específicos e quantificáveis são cada vez mais comuns. Por exemplo, após um tímido início no ano 2000, hoje, em 2015, o número de corporações associadas à United Nations Global Compact – uma iniciativa da ONU que agrega corporações que se comprometem a “operar responsavelmente com base em princípios de responsabilidade universalmente aceitos” (ver www.unglobalcompact.org) – já chega a 8000.

O surgimento de objetivos específicos e quantificáveis no setor privado quanto à biodiversidade tem sido possível, em parte, porque a sustentabilidade corporativa já se tornou especialidade acadêmica (Whiteman *et al.*, 2013). Isso tem tornado possível a definição de métricas, métodos, monitoramento e avaliação, ainda que a agenda de conservação da biodiversidade e sustentabilidade junto ao setor privado siga sendo vista com ceticismo por alguns (*e.g.*, Macdonald, 2010). Exemplos de esforços voltados para a mensuração da sustentabilidade da prática corporativa têm se multiplicado, inclusive no Brasil (Orsato *et al.*, 2015), mas de um modo geral – e ciente dos avanços da última década – ainda há muito o que progredir nesse tema (Salzmann *et al.*, 2005). No que diz respeito à biodiversidade nas práticas corporativas, dentre os tipos de compromissos mais comuns, dois se destacam: 1) objetivos de perda líquida zero ou impacto líquido positivo e 2) objetivos de conservação de áreas naturais. Os dois objetivos não são mutuamente excludentes e, em vários casos, objetivos ligados à conservação pontuam nas estimativas de impacto líquido.

Um determinado projeto alcança perda líquida zero quando os seus impactos sobre a

biodiversidade são equilibrados ou compensados por medidas como conservação, reabilitação, restauração e/ou compensação de impactos residuais que evitam ou minimizam perdas. Quando os ganhos excedem as perdas, se utiliza o termo “impacto positivo líquido”. Nos casos onde compensação é necessária, tais abordagens são por vezes denominadas “mitigação compensatória” (BBOP, 2012; Rainey *et al.*, 2015). No inglês, o termo *biodiversity offsets* é empregado quando as etapas prévias da chamada “hierarquia da mitigação” já tiverem sido cumpridas: evitar, minimizar e compensar. Quando evitar, minimizar e compensar não bastarem para neutralizar os efeitos negativos do projeto sobre a biodiversidade, então o “offset” deve ser o próximo passo. Assim, embora na língua portuguesa por vezes sejam tratados como sinônimos, compensação e offset são ligeiramente diferentes. Como explicam Gonçalves *et al.* (2015), para que uma ação compensatória se qualifique como “biodiversity offset”, ela deve demonstrar adicionalidade, isto é, uma diferença positiva entre o resultado de quando a ação compensatória é executada em comparação com o momento anterior à ação. Trata-se, portanto, de uma ação que assegura balanço positivo e não simplesmente uma neutralização ou compensação do impacto. Contudo, muitas vezes ainda é difícil considerar todas as dimensões da biodiversidade (estruturais, funcionais, culturais, etc.), quando da realização desses cálculos.

Como parte ou não de ações de compensação ou *offset*, algumas corporações investem na conservação de ecossistemas naturais. A criação de reservas privadas tem sido cada vez mais difundida (Bateman *et al.*, 2015; Kamal *et al.*, 2015) e novos mecanismos financeiros têm sido desenhados para incentivar ainda mais a promoção de tais iniciativas no futuro próximo (Meißner, 2013). A difusão dessa prática por diferentes atores do setor privado se dá em diferentes formatos e começa a demandar uma taxonomia própria (Kamal *et al.*, 2015).

Um dos campos de pesquisa que se apresenta particularmente promissor é o de investigar o impacto da ação do setor privado sobre os chamados “limites planetários”, ou seja, limites que se forem ultrapassados o planeta ingressará em

um estado menos propenso ao desenvolvimento humano (Rockström *et al.*, 2009). Três exemplos de limites estariam relacionados às mudanças climáticas, ao ciclo global de nitrogênio e à taxa de perda da biodiversidade (Whiteman *et al.*, 2013). Novamente, *offsets* e áreas de conservação privadas dialogam diretamente com esses três limites planetários.

A incorporação aos negócios de valores e práticas ligados à biodiversidade e serviços ambientais decorre da óbvia interdependência entre os dois campos (Houdet *et al.*, 2012). Nesse sentido, esforços de compensação e offset, definição de estratégias e planos de sustentabilidade corporativos e até mesmo o investimento direto em conservação de áreas naturais, por vezes tomam por base estudos de valoração econômica da biodiversidade e serviços ambientais. Em escala global, o estudo “The Economics of Ecosystems and Biodiversity in Business and Enterprise” (TEEB – Bishop, 2012; Kumar *et al.*, 2013) possui grande relevância, por chamar a atenção para a importância dos serviços ecossistêmicos para os negócios e para as potenciais perdas econômicas decorrentes da perda da biodiversidade e da degradação desses serviços. O Brasil foi o primeiro país a realizar tal estudo em escala nacional (Pavese *et al.*, 2012). Entretanto, como muitas vezes é o caso em novas disciplinas científicas, os métodos de valoração econômica de serviços ambientais também são alvo de ceticismo e crítica (Ring *et al.*, 2010; Spangenberg & Settele, 2010).

Para que a reconciliação entre conservação da natureza e desenvolvimento passe a direcionar as escolhas de investimentos e as políticas do país, os impactos de qualquer atividade produtiva deverão ser ponderados e contabilizados no processo de decisão, seja do investimento, da implantação ou da gestão. De fato, a natureza tem sido habitualmente desconsiderada nas escolhas econômicas e essa é a principal razão de fundo para a degradação dos serviços ecossistêmicos e a perda da biodiversidade. O risco de não se considerar as consequências associadas à perda da biodiversidade, com frequência será alto demais para o próprio negócio (Spangenberg, 2007).

CONSIDERAÇÕES FINAIS: O PAPEL DA RESERVA NATURAL VALE

A Vale possui uma política de sustentabilidade e gera relatórios anuais que são de acesso público (ver <http://www.vale.com/PT/aboutvale/sustainability/Paginas/default.aspx>). Várias das práticas e preocupações descritas acima compõem a rotina da empresa e também de algumas outras empresas do setor de mineração (ver Barkemeyer *et al.*, 2015). Todavia, um importante destaque para a empresa nesse campo diz respeito à Reserva Natural Vale, que cumpre um importante papel no cenário da conservação e da ciência da biodiversidade, e em especial da Mata Atlântica, no Brasil. Seus cerca de 23 mil hectares protegem um trecho peculiar de Mata Atlântica, no Espírito Santo, que abriga uma grande diversidade de espécies e também uma notável diversidade de fitofisionomias, que vão de florestas a formações abertas (Peixoto *et al.*, 2008). Por exemplo, em vários dos capítulos deste livro é relatada a alta diversidade de plantas (cerca de 2.000 angiospermas), de aranhas (cerca de 300 espécies), aves (391 espécies), borboletas (512 espécies), entre outros. Que uma empresa de mineração e energia proteja uma área tão importante, já é em si notável pelo fato de aparentemente essa ação não ser, à primeira vista, central ao negócio da empresa. Porém, mais que isso, a Vale abriga nas instalações da reserva excelente infraestrutura de pesquisa que inclui herbário, laboratório de sementes, acomodação para visitantes e, portanto, incentiva e promove nos seus domínios ações voltadas para a ciência e o ensino. Foi nessa Reserva, portanto, que muitos dos autores que contribuíram com capítulos para esse livro produziram significativos avanços à ciência da conservação, ecologia e também ao campo da restauração ecológica. Além disso, a Reserva possui um dos maiores viveiros de mudas de espécies de Mata Atlântica, com capacidade anual de produção de cerca de 3 milhões de mudas de mais de 800 espécies (Vale, 2010). O conhecimento desenvolvido na Reserva Natural Vale sobre restauração ecológica, tanto científico como prático, terá valor estratégico para o Brasil no momento em que o país lança seu Plano Nacional de Recuperação da Vegetação Nativa (PLANAVEG; http://www.mma.gov.br/images/arquivo/80049/Planaveg/PLANAVEG_20-11-14.pdf).

Por tudo isso, mais do que seu importante papel

na conservação e restauração de um importante trecho de Mata Atlântica, a Reserva Natural Vale cumpre um papel a nosso ver ainda mais importante: a reserva é um exemplo vivo de como o mundo corporativo pode atuar na criação de uma aliança entre negócios e zelo com a natureza. **Resta imaginar um futuro no qual outras corporações, no Brasil ou fora, enxerguem a importância da natureza conservada para a sustentabilidade do planeta e dos seus próprios negócios, e possam vir a ter áreas tão bem protegidas e manejadas como a Reserva Natural Vale. Esse exemplo de conciliação entre conservação da natureza, ciência e desenvolvimento socioeconômico precisa ser cada vez mais conhecido e replicado.**

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Abson, D.J. & Termansen, M. 2011. Valuing ecosystem services in terms of ecological risks and returns. *Conservation Biology* 25(2): 250–258.
- Adams, W.M.; Aveling, R.; Brockington, D.; Dickson, B.; Elliott, J.; Hutton, J.; Roe, D.; Vira, B. & Wolmer, W. 2004. Biodiversity conservation and the eradication of poverty. *Science* 306: 1146–1149.
- Aronson, J. 2011. Sustainability science demands that we define our terms across diverse disciplines. *Landscape Ecology* 26: 457–460.
- Ascher, W. 2007. Policy sciences contributions to analysis to promote sustainability. *Sustainability Science* 2: 141–149.
- Baillie, J.E.M.; Hilton-Taylor, C. & Stuart, S.N. (Eds). 2004. 2004 IUCN Red List of threatened species. A global species assessment. IUCN, Gland.
- Barkemeyer, R.; Stringer, L.C.; Hollins, J.A.; Josephi, F. 2015. Corporate reporting on solutions to wicked problems: Sustainable land management in the mining sector. *Environmental Science and Policy* 48: 196–209.
- Bateman, I.J.; Coombes, E.; Fitzherbert, E.; Binner, A.; Bad'ura, T.; Carbone, C.; Fisher, B.; Naidoo, R. & Watkinson, A.R. 2015. Conserving tropical biodiversity via market forces and spatial targeting. *Proceedings of the National Academy of Sciences* 112: 7408–7413.
- Bauman, Z. 2011. A ética é possível num mundo de consumidores? [tradução de Alexandre Werneck, da versão original de 2008]. Editora Zahar, Rio de Janeiro.
- BBOP (Business and Biodiversity Offsets Programme). 2012. Resource Paper: No net loss and loss-gain calculations in biodiversity offsets. Business and Biodiversity Offsets Programme, Washington, DC.
- Bernard, E.; Penna, L.A.O. & Araujo, E. 2014. Downgrading,

- downsizing, degazettement, and reclassification of protected areas in Brazil. *Conservation Biology* 28: 939–950.
- Bettencourt, L.M.A. & Kaur, J. 2011. Evolution and structure of sustainability science. *Proceedings of the National Academy of Sciences* 108: 19540–19545.
- Bhattacharya, T.R. & Managi, S. 2013. Contributions of the private sector to global biodiversity protection: case study of the Fortune 500 companies. *International Journal of Biodiversity Science, Ecosystem Services and Management* 9: 65–86.
- Bishop, J. (Ed.). 2012. *TEEB – The economics of ecosystem and biodiversity in business and enterprise*. Earthscan, Routledge, London.
- Boiral, O. & Heras-Saizarbitoria, I. 2015. Managing biodiversity through stakeholder involvement: why, who, and for what initiatives? *Journal of Business Ethics* [DOI: 10.1007/s10551-015-2668-3]
- Calmon, M.; Lino, C.F.; Nave, A.G.; Pinto, L.P. & Rodrigues, R.R. 2009. Pacto pela Restauração da Mata Atlântica: um movimento pela valorização da floresta. Pp. 330–335. In: Fujihara, M.A.; R. Cavalcanti; A. Guimarães & R. Garlipp (Eds.). *O valor das florestas*. Terra das Artes Editora, São Paulo.
- Calmon, M.; Brancalion, P.H.S.; Paese, A.; Aronson, J.; Castro, P.; Silva, S.C.; Rodrigue, R.R. 2011. Emerging threats and opportunities for biodiversity conservation and ecological restoration in the Atlantic forest of Brazil. *Restoration Ecology* 19: 154–158.
- Canale, G.R.; Peres, C.A.; Guidorizzi, C.E.; Gatto, C.A.F. & Kierulff, M.C.M. 2012. Pervasive defaunation of forest remnants in a tropical biodiversity hotspot. *Public Library of Science One* 7: e41671.
- Chazdon, R.L. 2008. Beyond deforestation: restoring forests and ecosystem services on degraded lands. *Science* 320: 1458–1460.
- Ciais, P.; Sabine, C.; Bala, G.; Bopp, L.; Brovkin, V.; Canadell, J.; Chhabra, A.; DeFries, R.; Galloway, J.; Heimann, M.; Jones, C.; Quéré, C. Le; Myneni, R.B.; Piao, S. & Thornton, P. 2013. Carbon and other biogeochemical cycles. Pp. 465–470. In: Stocker, T.F.; D. Qin; G.-K. Plattner; Tignor, M.; Allen, S.K.; Boschung, J.; Nauels, A.; Xia, Y.; Bex, V. & Midgley, P.M. (Eds.). *Climate change 2013: The physical science basis*. Contribution of Working Group I to the Fifth Assessment Report of the Intergovernmental Panel on Climate Change. Cambridge University Press, Cambridge.
- Clark, W. 2007. Sustainability science: a room of its own. *Proceedings of the National Academy of Sciences* 104: 1737–1738.
- Diamond, J.M. 1989. Overview of recent extinctions. Pp. 37–41. In: Western, D. & M.C. Pearl (Eds.). *Conservation for the twenty-first century*. Oxford University Press, Oxford.
- Doak, D.F.; Bakker, V.J., Goldstein, B.E. & Hale, B. 2013. What is the future of conservation? *Trends in Ecology and Evolution* 29: 77–81.
- Ferreira, J.; Aragão, L.E.O.C.; Barlow, J.; Barreto, P.; Berenguer, E.; Bustamante, M.; Gardner, T.A.; Lees, A.C.; Lima, A.; Louzada, J.; Pardini, R.; Parry, L.; Peres, C.A.; Pompeu, P.S.; Tabarelli, M.; Zuanon, J. 2014. Brazil's environmental leadership at risk. *Science* 346: 706–707.
- Fisher, J.A.; Patenaude, G.; Kalpana, G.; Meir, P.; Pinho, P.; Rounsevell, M.D.A. & M. Williams. 2014. Understanding the relationships between ecosystem services and poverty alleviation: a conceptual framework. *Ecosystem Services* 7: 34–45.
- Fonseca, M.; Lamas, I. & Kasecker, T. 2010. O papel das unidades de conservação. *Scientific American American Brasil* 39 (Edição Especial): 18–23.
- Geden, O. 2015. Climate advisers must maintain integrity. *Nature* 521: 27–28.
- Gonçalves, B.; Marques, A.; Soares, A.M.V.M. & Pereira, H.M. 2015. Biodiversity offsets: from current challenges to harmonized metrics. *Current Opinion in Environmental Sustainability* 14: 61–67.
- Griggs, D.; Stafford-Smith, M.; Gaffney, O.; Rockström, J.; Öhman, M.C.; Shyamsundar, P.; Steffen, W.; Glaser, G.; Kanie, N. & Noble, I. 2013. Sustainable development goals for people and planet. *Nature* 495: 305–307.
- Houdet, J.; Trommetter, M. & Weber, J. 2012. Understanding changes in business strategies regarding biodiversity and ecosystem services. *Ecological Economics* 73: 37–46.
- IPCC. 2014. *Climate Change 2014: Impacts, Adaptation, and Vulnerability*. Part A: Global and Sectoral Aspects. Contribution of Working Group II to the Fifth Assessment Report of the Intergovernmental Panel on Climate Change (Field, C.B.; Barros, V.R.; Dokken, D.J.; Mach, K.J.; Mastrandrea, M.D.; Bilir, T.E.; Chatterjee, M.; Ebi, K.L.; Estrada, Y.O.; Genova, R.C.; B. Girma; Kissel, E.S.; Levy, A.N.; MacCracken, S.; Mastrandrea, P.R. & White, L.L.; Eds.). Cambridge University Press, Cambridge.
- Joly, C.; Mtezger, J.P. & Tabarelli, M. 2014. Experiences from the Brazilian Atlantic Forest: ecological findings and conservation initiatives. *New Phytologist* 204: 459–473.
- Kamal, S.; Grodzinska-Jurczak, M. & Brown, G. 2015. Conservation on private land: a review of global strategies with a proposed classification system. *Journal of Environmental Planning and Management* 58: 576–597.
- Kareiva, P. 2014. New conservation: setting the record straight and finding common ground. *Conservation*

- Biology 28: 634–636.
- Kumar, P.; Brondizio, E.; Gatzweiler, F.; Gowdy, J.; D. de Groot; Pascual, U.; Reyers, B. & Sukhdev, P. 2013. The economics of ecosystem services: from local analysis to national policies. *Current Opinion in Environmental Sustainability* 5: 78–86.
- Lang, D.J.; Wiek, A.; Bergmann, M.; Stauffacher, M.; Martens, P.; Moll, P.; Swilling, M. & Thomas, C.J. 2012. Transdisciplinary research in sustainability science: practice, principles, and challenges. *Sustainability Science* 7 (Supplement 1): 25–43.
- Lavallée, S. & Plouffe, S. 2004. The ecolabel and sustainable development. *The International Journal of Life Cycle Assessment* 9: 349–354.
- Lawler, J.J.; Shafer, S.L.; White, D.; Kareiva, P.; Maurer, E.P.; Blaustein, A.R. & Bartlein, P.J. 2009. Projected climate-induced faunal change in the Western Hemisphere. *Ecology* 90: 588–597.
- Loyola, R. 2014. Brazil cannot risk its environmental leadership. *Diversity and Distribution* 20: 1365–1367.
- MacDonald, I. 2010. The Devil is in the (bio)diversity: private sector “engagement” and the restructuring of biodiversity conservation. *Antipode* 42: 513–550.
- Mace, G.; Masundire, H. & Baillie, J.E.M.. 2005. Biodiversity. Pp 77–122. In: Hassan, R.; Scholes, R. & Ash, N. (Eds.). *Ecosystems and human well-being: Current state and trends: findings of the condition and trends working group*. Island Press, Washington.
- Magrin, G.O.; Marengo, J.A.; Boulanger, J.P.; Buckeridge, M.S.; Castellanos, E., Poveda, G., Scarano, F.R. & Vicuña, S. 2014. Central & South, America. Pp. 1499–1566. In: Barros, V.R., Field, C.B.; Dokken, D.J.; Mastrandrea, M.D.; Mach, K.J.; Bilir, T.E.; Chatterjee, M.; Ebi, K.L.; Estrada, Y.O.; Genova, R.C.; Girma, B.; Kissel, E.S.; Levy, A.N.; MacCracken, S.; Mastrandrea, P.R. & White, L.L. (Eds.). *Climate change 2014: Impacts, adaptation, and vulnerability. Part B: Regional aspects. Contribution of Working Group II to the Fifth Assessment Report of the Intergovernmental Panel on Climate Change*. Cambridge University Press, Cambridge.
- Martinelli, G.; Valente, A.S.M.; Maurenza, D.; Kutschenko, C.; Judice, D.M.; Silva, D.S.; Fernandez, E.P.; Martins, E.M.; Barros, F.S.M.; Sfair, J.C.; Santos Filho, L.A.F.; Abreu, M.B.; Moraes, M.A.; Monteiro, N.P.; Pietro, P.V.; Fernandes, R.A.; Hering, R.L.O.; Messina, T. & Penedo, T.S.A. 2013. Avaliação de risco de extinção de espécies da flora brasileira. Pp. 60–84. In: Martinelli, G. & Moraes, M.A. (Eds.). *Livro vermelho da flora do Brasil*. CNC Flora, Jardim Botânico do Rio de Janeiro, Andrea Jakobsson Estúdio.
- MEA – Millenium Ecosystem Assessment. 2005. *Ecosystems and human well-being: current state and trends*, Volume 1. Island Press, New York.
- Medeiros, R.; Young, C.E.F.; Pavese, H.B. & Araújo, F.F.S. 2011. Contribuição das unidades de conservação brasileiras para a economia nacional: Sumário Executivo. UNEP-WCMC, Brasília, 44p.
- Meißner, N. 2013. The incentives of private companies to invest in protected area certificates: How coalitions can improve ecosystem sustainability. *Ecological Economics* 95: 148–158.
- Melo, F.P.L.; Pinto, S.R.R.; Brancalion, P.H.S.; Castro, P.S.; Rodrigues, R.R.; Aronson, J. & Tabarelli, M. 2013. Priority setting for scaling-up tropical forest restoration projects: early lessons from the Atlantic Forest Restoration Pact. *Environmental Science and Policy* 33: 395–404.
- Miller, B.; Soulé, M.E. & Terborgh, J. 2014. ‘New conservation’ or surrender to development? *Animal Conservation* 17: 509–515.
- Mittermeier, R.; Baião, P.C.; Barrera, L.; Buppert, T.; McCullough, J.; Langrand, O.; Larsen, F.W. & Scarano, F.R.. 2010. O protagonismo do Brasil no histórico acordo global de proteção à biodiversidade. *Natureza & Conservação* 8: 197–200.
- Mittermeier, R.A.; Turner, W.R.; Larsen, F.W.; Brooks, T.M. & Gascon, C. 2011. Global biodiversity conservation: the critical role of hotspots. Pp. 3–22. In: Zachos, F.E. & Habel, J.C. (Eds). *Biodiversity hotspots*. Springer, Heidelberg.
- MMA – Ministério do Meio Ambiente. 2013. *Bolsa Verde: erradicar a extrema pobreza e conservar o meio ambiente*. Brasília.
- Nepstad, D.; Soares-Filho, B.S.; Merry, F.; Lima, A.; Moutinho, P.; Carter, J.; Bowman, M.; Cattaneo, A., ; Rodrigues, H.; Schwartzman, S.; McGrath, D.G.; Stickler, C.M.; Lubowski, R.; Piris-Cabezas, P.; Rivero, S.; Alencar, A.; Almeida, O. & Stella, O. 2009. The end of deforestation in the Brazilian Amazon. *Science* 326: 1350–1351.
- Orsato, R.J.; Garcia, A.; Mendes Da Silva, W.; Simonetti, R. & Monzoni, M. 2015. Sustainability indexes: why join in? A study of the ‘Corporate Sustainability Index (ISE)’ in Brazil. *Journal of Cleaner Production* 96: 161–170.
- Paglia, A.P.; Fonseca, G.A.B. & Silva, J.M.C. 2008. A fauna brasileira ameaçada de extinção: síntese taxonômica e geográfica. Pp. 63–70. In: Machado, A.B.M.; Drummond, G.M. & Paglia, A.P. (Eds.). *Livro vermelho da fauna brasileira ameaçada de extinção*. Fundação Biodiversitas, Ministério do Meio Ambiente, Brasília.
- Pavese, H.; Ceotto, P. & Ribeiro, F. 2012. *TEEB para o setor de negócios brasileiro*. Sumário Executivo. Conservação Internacional, Rio de Janeiro.
- Peixoto, A.L.; Silva, I.M.; Pereira, O.J.; Simonelli, M.; Jesus, R.M. de & Rolim, S.G. 2008. *Tabuleiro forests north of the Rio Doce: their representation in the Vale*

- do Rio Doce Natural Reserve, Espírito Santo, Brazil. Pp. 319–350. In: Thomas, W.W. (Ed.). *The Atlantic coastal forest of northeastern Brazil*. The New York Botanical Garden Press, New York.
- Pinto, L.P.; Bedê, L.C.; Fonseca, M.T.; Lamas, I.R.; Mesquita, C.A.B.; Paglia, A.P.; Pinheiro, T.C. & Sá, M.B. 2012. Mata Atlântica. Pp. 16–55. In: Scarano, F.R.; Santos, I.; Martins, A.C.I.; Silva, J.M.C.; Guimarães, A. & Mittermeier, R. (eds). *Biomas brasileiros: retratos de um país plural*. Casa da Palavra, Conservação Internacional, Rio de Janeiro.
- Pinto, S.R.; Melo, F.; Tabarelli, M.; Padovesi, A.; Mesquita, C.A.; Scaramuzza, C.A.M.; Castro, P.; Carrascosa, H.; Calmon, M.; Rodrigues, R.; César, R.G. & Brancalion, P.H.S. 2014. Governing and delivering a biome-wide restoration initiative: the case of Atlantic Forest Restoration Pact in Brazil. *Forests* 5: 2212–2229.
- Rashid, N.R.N.A.; Khalid, S.A. & Rahman, N.I.A. 2014. Environmental corporate social responsibility (ECSR): exploring its influence on corporate image. *Journal of Management Sciences* 1: 21–44.
- Rainey, H.J.; Pollard, E.H.B.; Dutson, G.; Ekstrom, J.M.M.; Livingstone, S.R.; Temple, H.J. & Pilgrim, J.D. 2015. A review of corporate goals of no net loss and net positive impact on biodiversity. *Oryx* 49: 232–238.
- Ribeiro, M.C.; Martensen, A.C.; Metzger, J.P.; Tabarelli, M.; Scarano, F.R. & Fortin, M.J. 2011. The Brazilian Atlantic Forest: a shrinking biodiversity hotspot. Pp. 405–434. In: Zochos, F.E. & Habel, J.C. (Eds.). *Biodiversity hotspots*. Springer, Heidelberg.
- Ribeiro, M.C.; Metzger, J.P.; Martensen, A. C.; Ponzoni, F.J. & Hirota, M.M. 2009. The Brazilian Atlantic Forest: how much is left, and how is the remaining forest distributed? Implications for conservation. *Biological Conservation* 142: 1141–1153.
- Ring, I.; Hansjürgens, B.; Elmqvist, T.; Wittmer, H. & Sukhdev, P. 2010. Challenges in framing the economics of ecosystems and biodiversity: the TEEB initiative. *Current Opinion in Environmental Sustainability* 2: 15–26.
- Rockström, J.; Steffen, W.; Noone, K.; Persson, A.; Chapin, F.S.; Lambin, E.F.; Lenton, T.M., Scheffer, M.; Folke, C., Schellnhuber, H.J.; Nykvist, B.; Wit, C.A. De; Hughes, T.; Van Leeuw, S. der; Rodhe, H.; Sorlin, S.; Snyder, P.K.; Costanza, R.; Svedin, U.; Falkenmark, M.; Karlberg, L.; Corell, R. W.; Fabry, V.J.; Hansen, J.; Walker, B.; Liverman, D.; Richardson, K.; Crutzen, P. & Foley, J.A. 2009. A safe operating space for humanity. *Nature* 461: 472–475.
- Rodrigues, R.R.; Gandolfi, S.; Nave, A.G.; Aronson, J.; Barreto, T.E.; Vidal, C.Y. & Brancalion, P.H.S. 2011. Large-scale ecological restoration of high-diversity tropical forests in SE Brazil. *Forest Ecology and Management* 261: 1605–1613.
- Roe, D. & Elliott, J. (eds.). 2010. *Poverty and biodiversity conservation*. Earthscan, Londres.
- Saha, M. & Darnton, G. 2005. Green companies or green con-panies: are companies really green, or are they pretending to be? *Business and Society Review* 110: 117–157.
- Salzmann, O.; Ionescu Somers, A. & Steger, U. 2005. The business case for corporate sustainability: literature review and research options. *European Management Journal* 23: 27–36.
- Sardar, Z. 2002. Thomas Kuhn and the science wars. Pp. 187–233. In Appignanesi R. (ed.). *Postmodernism and big science*. Icon Books, Cambridge.
- Scarano, F.R. & Martinelli, G. 2010. Brazilian list of threatened plant species: reconciling scientific uncertainty and political decision making. *Natureza & Conservação* 8: 13–18.
- Scarano, F.R. & Ceotto, P. 2015. Brazilian Atlantic forest: impact, vulnerability, and adaptation to climate change. *Biodiversity and Conservation* 24: 2319–2331.
- Scarano, F.R. 2014a. Ecossistemas como base para adaptação: um papel para a América Latina no novo acordo global. *Pontes* 10(9): 6–7.
- Scarano, F.R. 2014b. *Mata Atlântica: uma história do futuro*. Edições de Janeiro, Conservação Internacional, Rio de Janeiro.
- Scarano, F.R.; Guimarães, A. & Silva, J.M. 2012. Lead by example. *Nature* 486: 25–26.
- Scarano, F.R.; Gascon, C. & Mittermeier, R. 2010. O que é biodiversidade? *Scientific American Brasil* 39 (Edição Especial): 6–11.
- Scheffers, B.R.; Joppa, L.N.; Pimm, S.L. & Laurance, W.F. 2012. What we know and don't know about Earth's missing biodiversity. *Trends in Ecology and Evolution* 27(9): 501–510.
- Schoolman, E.D.; Guest, J.S.; Bush, K.F. & Bell, A.R. 2012. How interdisciplinary is sustainability research? Analyzing the structure of an emerging scientific field. *Sustainability Science* 7: 67–80.
- Simon, D. & Schiemer, F. 2015. Crossing boundaries: complex systems, transdisciplinarity and applied impact agendas. *Current Opinion in Environmental Sustainability* 12: 6–11.
- SOS Mata Atlântica/Instituto Nacional de Pesquisas Espaciais. 2014. *Atlas de remanescentes florestais da Mata Atlântica*, 2014. Disponível em: <http://www.sosma.org.br/17811/divulgados-novos-dados-sobre-o-desmatamento-da-mata-atlantica/>.
- Soulé, M.E. 2013. The new conservation. *Conservation Biology* 27: 895–897.

- Souza Filho, F.A.; Scarano, F.R.; Nicolodi, J.L.; Vital, H.; Klein, A.H.F.; Travassos, P.E.P.F.; Hazin, F.H.V., Pellegrino, G.Q.; Takagi, M. 2014. Recursos naturais, manejo e uso de ecossistemas. Pp. 43-197. In: Assad, E.D. & Magalhães, A.R. (Eds.). PBMC, 2014: Impactos, vulnerabilidades e adaptação às mudanças climáticas. Contribuição do Grupo de Trabalho 2 do Painel Brasileiro de Mudanças Climáticas ao Primeiro Relatório da Avaliação Nacional sobre Mudanças Climáticas. COPPE/Universidade Federal do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro.
- Spangenberg, J.H. & Settele, J. 2010. Precisely incorrect? Monetising the value of ecosystem services. *Ecological Complexity* 7: 327-337.
- Spangenberg, J.H. 2007. Integrated scenarios for assessing biodiversity risks. *Sustainable Development* 15: 343-356.
- Sukhdev, P. 2012. The corporate climate overhaul. *Nature* 486: 27-28.
- Thomas, C.D.; Cameron, A.; Green, R.E.; Bakkenes, M.; Beaumont, L.J.; Collingham, Y.C.; Erasmus, B.F.N.; Siqueira, M.F.; Grainger, A.; Hannah, L.; Hughes, L.; Huntley, B.; Jaarsveld, A.S. van; Midgley, G.F.; Miles, L.; Ortega-Huerta, M.A.; Peterson, A.T.; Phillips, O.L. & Williams, S.E. 2004. Extinction risk from climate change. *Nature* 427: 145-148.
- Vale. 2010. Reserva Natural Vale. Print Comunicação Ltda, Rio de Janeiro.
- Veldman, J.W.; Overbeck, G.E.; Negreiros, D.; Mahy, G.; Le Stradic, S.; Fernandes, G.W.; Durigan, G.; Buisson, E.; Putz, F.E. & Bond, W.J. 2015. Tyranny of trees in grassy biomes. *Science* 347: 484-485.
- Vignola, R.; Locatelli, B.; Martinez, C. & Imbach, P. 2009. Ecosystem-based adaptation to climate change: what role for policy-makers, society and scientists? *Mitigation and Adaptation Strategies for Global Change* 14(8): 691-696.
- Whiteman, G.; Walker, B. & Perego, P. 2013. Planetary boundaries: ecological foundations for corporate sustainability. *Journal of Management Studies* 50: 307-336.
- Wiek, A.; Ness, B.; Schweizer-Ries, P.; Brand, F.S. & Farioli, F. 2012. From complex systems analysis to transformational change: a comparative appraisal of sustainability science projects. *Sustainability Science* 7 (Supplement 1): 5-24.
- Wiek, A.; Withycombe, L. & Redman, C.L. 2011. Key competencies in sustainability: a reference framework for academic program development. *Sustainability Science* 6: 203-218.
- Winn, M.I. & Pogutz, S. 2013. Business, ecosystems, and biodiversity: new horizons for Management Research. *Organizational Environment* 26: 203-229.



“O Papel da RNV na coleta de dados de espécies nativas que pudessem gerar conhecimento científico sobre manejo florestal, monitorados periodicamente e por longo prazo se iniciou desde cedo nas terras adquiridas pela Vale, no início da década de 1950. Após 65 anos de atividades ininterruptas, o acúmulo de conhecimento gerado sobre as florestas de tabuleiros, especialmente no que tange à conservação da biodiversidade, enche de alegria homens e mulheres de diferentes gerações que deles participaram como estudantes, auxiliares de campo, técnicos ou pesquisadores.”

Ariane Luna Peixoto

Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro.

“Sem dúvida a primeira visita à Reserva Natural Vale (RNV), então “Reserva Florestal de Linhares”, foi um dos acontecimentos que determinaram o meu futuro como botânico. Era 1978, quando tive a oportunidade de acompanhar a equipe do Jardim Botânico, liderada pela Dra. Graziela Barroso, no trabalho de campo pelas matas de tabuleiro do norte do Espírito Santo. Muito mais que um rito de passagem, como me pareceu na época, sobressai atualmente um sentimento de revelação. O impacto daquela paisagem com suas enormes árvores emergentes foi marcante e definitivamente dei minha guinada rumo às “Leguminosas”.

Além de ser o cenário do início da longa convivência com vários dos meus colegas do Jardim Botânico, na RNV tive o privilégio de conhecer e me tornar admirador de alguns mateiros fantásticos: seu Isaias, o Edinho, o Gilson e, em anos mais recentes, o Domingos Folli. Desde então aprendi a valorizar o saber destes especialistas, que foram fundamentais para tornar a RNV uma das áreas tropicais mais conhecidas em termos florísticos.

Com o passar dos anos foram se repetindo os vários momentos marcantes, principalmente com as facilidades oferecidas pela fantástica infraestrutura criada, que promoveu a articulação entre estudiosos da Mata Atlântica. Momentos inesquecíveis sempre conduzidos com muita generosidade pela minha grande amiga Ariane Luna Peixoto.

Entre as iniciativas recentes é muito oportuna a publicação de um livro reunindo os conhecimentos sobre a sua biodiversidade. Tenho certeza que dará um novo impulso para a continuidade das pesquisas. Além de constituir um dos últimos redutos da espetacular diversidade da flora do norte do Espírito Santo, a RNV, por tradição tem papel fundamental como um núcleo para a realização de estudos multidisciplinares.”

Haroldo Cavalcante Lima

Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro.



Apoio:

The Nature Conservancy 
Proteger a natureza e preservar a vida

symbiosis

Amplo 