

UNIVERSIDADE ESTADUAL DO OESTE DO PARANÁ - UNIOESTE
CENTRO DE CIÊNCIAS HUMANAS, EDUCAÇÃO E LETRAS
PROGRAMA DE PÓS – GRADUAÇÃO MESTRADO EM GEOGRAFIA

JONATHAN HARRISON MOZER

COLEÇÃO DE REFERÊNCIA DE FITÓLITOS E RECONSTITUIÇÃO
PALEOAMBIENTAL DA FLORESTA OMBRÓFILA DENSA
ALTOMONTANA NO PARQUE ESTADUAL CARLOS BOTELHO - SP

Marechal Cândido Rondon

2021

UNIVERSIDADE ESTADUAL DO OESTE DO PARANÁ - UNIOESTE
CENTRO DE CIÊNCIAS HUMANAS, EDUCAÇÃO E LETRAS
PROGRAMA DE PÓS – GRADUAÇÃO MESTRADO EM GEOGRAFIA

JONATHAN HARRISON MOZER

COLEÇÃO DE REFERÊNCIA DE FITÓLITOS E RECONSTITUIÇÃO
PALEOAMBIENTAL DA FLORESTA OMBRÓFILA Densa ALTOMONTANA NO
PARQUE ESTADUAL CARLOS BOTELHO - SP

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-graduação em Geografia da Universidade Estadual do Oeste do Paraná, *Campus* de Marechal Cândido Rondon, como condição obrigatória para obtenção do título de Mestre em Geografia.

Orientadora: Dra. Márcia Regina Calegari

Marechal Cândido Rondon

2021

Ficha de identificação da obra elaborada através do Formulário de Geração Automática do Sistema de Bibliotecas da Unioeste.

MOZER, JONATHAN HARRISON

COLEÇÃO DE REFERÊNCIA DE FITÓLITOS E RECONSTITUIÇÃO
PALEOAMBIENTAL DA FLORESTA OMBRÓFILA Densa ALTOMONTANA NO
PARQUE ESTADUAL CARLOS BOTELHO - SP / JONATHAN HARRISON
MOZER; orientadora Márcia Regina Calegari. --
Marechal Cândido Rondon, 2021. 212 p.

Dissertação (Mestrado Acadêmico Campus de Marechal Cândido
Rondon) -- Universidade Estadual do Oeste do Paraná, Centro
de Ciências Humanas, Programa de Pós-Graduação em Geografia,
2021.

1. Fitólitos. 2. Mata Atlântica. 3. São Paulo. I.
Calegari, Márcia Regina, orient. II. Título.



unioeste

Universidade Estadual do Oeste do Paraná

Campus de Marechal Cândido Rondon - CNPJ 78680337/0003-46

Rua Pernambuco, 1777 - Centro - Cx. P. 91 - <http://www.unioeste.br>

Fone: (45) 3284-7878 - Fax: (45) 3284-7879 - CEP 85960-000

Marechal Cândido Rondon - PR.



PARANÁ

GOVERNO DO ESTADO

Programa de Pós-Graduação em Geografia

ATA DA DEFESA PÚBLICA DA DISSERTAÇÃO DE MESTRADO DE JONATHAN HARRISON MOZER, ALUNO(A) DO PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM GEOGRAFIA DA UNIVERSIDADE ESTADUAL DO OESTE DO PARANÁ - UNIOESTE, E DE ACORDO COM A RESOLUÇÃO DO PROGRAMA E O REGIMENTO GERAL DA UNIOESTE.

Ao(s) 9 dia(s) do mês de agosto de 2021 às 9h00min, no(a) à distância, de forma síncrona e por videoconferência, realizou-se a sessão pública da Defesa de Dissertação do(a) candidato(a) Jonathan Harrison Mozer, aluno(a) do Programa de Pós-Graduação em Geografia - nível de Mestrado, na área de concentração em Espaço de Fronteira: Território e Ambiente. A comissão examinadora da Defesa Pública foi aprovada pelo Colegiado do Programa de Pós-Graduação em Geografia. Integraram a referida Comissão os(as) Professores(as) Doutores(as): Marcia Regina Calegari, Vanda Moreira Martins, Mariana Fernández Honaine. Os trabalhos foram presididos pelo(a) Marcia Regina Calegari, orientador(a) do(a) candidato(a). Tendo satisfeito todos os requisitos exigidos pela legislação em vigor, o(a) aluno(a) foi admitido(a) à Defesa de DISSERTAÇÃO DE MESTRADO, intitulada: "Coleção de Referência de Fitólitos e Reconstituição Paleoambiental da Floresta Ombrófila Densa Altomontana no Parque Estadual Carlos Botelho - SP". O(a) Senhor(a) Presidente declarou abertos os trabalhos, e em seguida, convidou o(a) candidato(a) a discorrer, em linhas gerais, sobre o conteúdo da Dissertação. Feita a explanação, o(a) candidato(a) foi arguido(a) sucessivamente, pelos(as) professores(as) doutores(as): Vanda Moreira Martins, Mariana Fernández Honaine. Findas as arguições, o(a) Senhor(a) Presidente suspendeu os trabalhos da sessão pública, a fim de que, em sessão secreta, a Comissão expressasse o seu julgamento sobre a Dissertação. Efetuado o julgamento, o(a) candidato(a) foi **aprovado(a)**. A seguir, o(a) Senhor(a) Presidente reabriu os trabalhos da sessão pública e deu conhecimento do resultado. E, para constar, o(a) Coordenador(a) do Programa de Pós-Graduação em Geografia, da Universidade Estadual do Oeste do Paraná – UNIOESTE - Campus de Marechal Cândido Rondon, lavra a presente ata, e assina juntamente com os membros da Comissão Examinadora e o(a) candidato(a).

Orientador(a) - Marcia Regina Calegari

Universidade Estadual do Oeste do Paraná - Campus de Marechal Cândido Rondon
(UNIOESTE)

Vanda Moreira Martins

Universidade Estadual do Oeste do Paraná - Campus de Marechal Cândido Rondon
(UNIOESTE)



unioeste

Universidade Estadual do Oeste do Paraná

Campus de Marechal Cândido Rondon - CNPJ 78680337/0003-46

Rua Pernambuco, 1777 - Centro - Cx. P. 91 - <http://www.unioeste.br>

Fone: (45) 3284-7878 - Fax: (45) 3284-7879 - CEP 85960-000

Marechal Cândido Rondon - PR.



PARANÁ

GOVERNO DO ESTADO

Programa de Pós-Graduação em Geografia

ATA DA DEFESA PÚBLICA DA DISSERTAÇÃO DE MESTRADO DE JONATHAN HARRISON MOZER, ALUNO(A) DO PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM GEOGRAFIA DA UNIVERSIDADE ESTADUAL DO OESTE DO PARANÁ - UNIOESTE, E DE ACORDO COM A RESOLUÇÃO DO PROGRAMA E O REGIMENTO GERAL DA UNIOESTE.

Mariana Fernández Honaine

Universidad Nacional de Mar del Plata (UNMDP)

Jonathan Harrison Mozer

Aluno(a)

Coordenador(a) do Programa de Pós-Graduação em Geografia



unioeste

Universidade Estadual do Oeste do Paraná

PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM GEOGRAFIA

**DECLARAÇÃO DE APRESENTAÇÃO DE DEFESA PARA BANCA EXAMINADORA DE DEFESA
DE DISSERTAÇÃO REALIZADA À DISTÂNCIA, DE FORMA SÍNCRONA, POR
VIDEOCONFERÊNCIA**

Eu, discente **Jonathan Harrison Mozer**, declaro, que realizei a minha defesa de mestrado **à distância, de forma síncrona e por videoconferência** do trabalho de dissertação intitulado em **"Coleção de Referência de Fitólitos e Reconstituição Paleoambiental da Floresta Ombrófila Densa Altomontana no Parque Estadual Carlos Botelho - SP"** para banca examinadora realizada na data de 09/08/2021.

Atenciosamente,

JONATHAN HARRISON MOZER

UNIOESTE - Universidade Estadual do Oeste do Paraná
Programa de Pós-Graduação em GEOGRAFIA



unioeste

Universidade Estadual do Oeste do Paraná

PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM GEOGRAFIA

DECLARAÇÃO E PARECER DE PARTICIPAÇÃO EM BANCA EXAMINADORA DE DEFESA DE MESTRADO REALIZADA À DISTÂNCIA, DE FORMA SÍNCRONA, POR VIDEOCONFERÊNCIA

Eu, **Profª Drª Márcia Regina Calegari**, declaro, como **ORIENTADORA**, que presidi os trabalhos de defesa à **distância, de forma síncrona e por videoconferência** da banca de defesa da dissertação do candidato **Jonathan Harrison Mozer**, deste Programa de Pós-Graduação.

Considerando o trabalho entregue, a apresentação e a arguição dos membros da banca examinadora, **formalizo como orientadora**, para fins de registro, por meio desta declaração, a decisão da banca examinadora de que o candidato foi considerado: **APROVADO**, na banca realizada na data de 09/08/2021, com o trabalho intitulado **“Coleção de Referência de Fitólitos e Reconstituição Paleoambiental da Floresta Ombrófila Densa Altomontana no Parque Estadual Carlos Botelho - SP”**.

Descreva abaixo observações e/ou restrições (se julgar necessárias):

Seguir as sugestões da banca quanto a revisão do texto e formatação.

Atenciosamente,

Profª Drª MÁRCIA REGINA CALEGARI
UNIOESTE - Universidade Estadual do Oeste do Paraná
Programa de Pós-Graduação em Geografia



unioeste

Universidade Estadual do Oeste do Paraná

Campus de Marechal Cândido Rondon - CNPJ 78680337/0003-46
Rua Pernambuco, 1777 - Centro - Cx. P. 91 - <http://www.unioeste.br>
Fone: (45) 3284-7878 - Fax: (45) 3284-7879 - CEP 85960-000
Marechal Cândido Rondon - PR.



PARANÁ

GOVERNO DO ESTADO

PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM GEOGRAFIA

DECLARAÇÃO E PARECER DE PARTICIPAÇÃO EM BANCA EXAMINADORA DE DEFESA DE MESTRADO REALIZADA À DISTÂNCIA, DE FORMA SÍNCRONA, POR VIDEOCONFERÊNCIA

Eu, **Profª Drª Vanda Moreira Martins**, declaro que **participei à distância, de forma síncrona e por videoconferência**, da Banca Examinadora de Defesa de Dissertação do candidato **Jonathan Harrison Mozer**, aluno de Mestrado deste Programa de Pós-Graduação.

Considerando o trabalho entregue, apresentado e a arguição realizada, **formalizo como membro**, para fins de registro, por meio desta declaração, minha decisão de que o candidato pode ser considerado **APROVADO** na banca realizada em 09/08/2021, com o trabalho intitulado **“Coleção de Referência de Fitólitos e Reconstituição Paleoambiental da Floresta Ombrófila Densa Altomontana no Parque Estadual Carlos Botelho - SP”**.

Descreva abaixo observações e/ou restrições (se julgar necessárias):

O candidato deve atender as adequações solicitadas, conforme parecer encaminhado ao orientador após a banca.

Profª Drª VANDA MOREIRA MARTINS
UNIOESTE - Universidade Estadual do Oeste do Paraná



unioeste

Universidade Estadual do Oeste do Paraná

Campus de Marechal Cândido Rondon - CNPJ 78680337/0003-46
Rua Pernambuco, 1777 - Centro - Cx. P. 91 - <http://www.unioeste.br>
Fone: (45) 3284-7878 - Fax: (45) 3284-7879 - CEP 85960-000
Marechal Cândido Rondon - PR.



PARANÁ

GOVERNO DO ESTADO

PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM GEOGRAFIA

DECLARAÇÃO E PARECER DE PARTICIPAÇÃO EM BANCA EXAMINADORA DE DEFESA DE MESTRADO REALIZADA À DISTÂNCIA, DE FORMA SÍNCRONA, POR VIDEOCONFERÊNCIA

Eu, Prof^ª Dr^ª Mariana Fernández Honaine, declaro que **participei à distância, de forma síncrona e por videoconferência**, da Banca Examinadora de Defesa de Dissertação do candidato **Jonathan Harrison Mozer**, aluno de Mestrado deste Programa de Pós-Graduação.

Considerando o trabalho entregue, apresentado e a arguição realizada, **formalizo como membro externo**, para fins de registro, por meio desta declaração, minha decisão de que o candidato pode ser considerado APROVADO na banca realizada em 09/08/2021, com o trabalho intitulado **"Coleção de Referência de Fitólitos e Reconstituição Paleoambiental da Floresta Ombrófila Densa Altomontana no Parque Estadual Carlos Botelho - SP"**.

Descreva abaixo observações e/ou restrições (se julgar necessárias):

Quisiera solo hacer cuatro comentarios/correcciones para incluir en la versión final de la tesis:

-Unificar los morfotipos conical y papila de ciperaceas en el término conical. En Prancha 13, por ejemplo, foto 5 y 6 son vistas superficiales de la misma morfología que 8 y 9 (que serían la vista lateral). Todas corresponden a conical.

-Agregar descripción de los grupos II y III resultantes del dendrograma (pág 104)

-Prancha 1, fotos 1 y 2: sugiero revisar o denominar como fitolito dudoso.

-Incorporar alguna de las citas previamente detalladas en la primer devolución, en Quadro 2



unioeste

Universidade Estadual do Oeste do Paraná

Campus de Marechal Cândido Rondon - CNPJ 78680337/0003-46

Rua Pernambuco, 1777 - Centro - Cx. P. 91 - <http://www.unioeste.br>

Fone: (45) 3284-7878 - Fax: (45) 3284-7879 - CEP 85960-000

Marechal Cândido Rondon - PR.



PARANÁ

GOVERNO DO ESTADO

Prof^a Dr^a MARIANA FERNÁNDEZ HONAINÉ

Universidad Nacional de Mar Del Plata

Modelo 1 – Para membros de Banca Examinadora de Programa de Pós-graduação da UNIOESTE

À memória de minha querida irmã, Jenifer,

Dedico!

Agradecimentos

A conclusão deste trabalho só foi possível com a colaboração e parceria de vários nomes, estes cito com imensa gratidão abaixo:

Primeiramente, agradeço a perseverança e apoio incondicional de duas pessoas que amo de todo o coração: meus queridos pais. Neste período, ambos estiveram ao meu lado, sempre suprimo e me auxiliando quando possível, isto não seria possível sem vocês, Amarildo e Cláudia.

À minha orientadora, Marcia Calegari, que sempre esteve presente (mesmo de modo online) para me dar suporte e auxílio na elaboração da dissertação, muito obrigado!

Aos meus queridos amigos mestrando do grupo “Segregação socioespacial”, vocês fizeram esse período o mais especial possível, agradeço imensamente a vocês: Vanderson, Nayra, Taila e Tainara.

Ao Programa de Pós-Graduação em Geografia – Nível mestrado pelo suporte acadêmico e pela prontidão da assistente Anilise Dahmer Dvojatke.

A Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) pela concessão de bolsa de mestrado (Código de Financiamento 001) e pelo auxílio financeiro por meio do Projeto Pesquisador Visitante – PVE - CAPES PVE A115/2013 que custeou esta pesquisa.

Ao Prof. Dr. Pablo Vidal-Torrado, pela oportunidade de participar do Projeto CAPES PVE A115/2013 e por disponibilizar a estrutura da ESALQ/USP (Piracicaba, SP) para que fosse possível a realização das análises químicas e físicas do solo e parte da extração dos fitólitos em solos.

Ao Ph.D Marco Madella (Universidade Pompeu Fàbra – Barcelona, Espanha) pelo apoio e suporte técnico durante o desenvolvimento do projeto do qual esta pesquisa faz parte.

Ao Prof. Plínio Barbosa Camargo pela realização das análises isotópicas no Laboratório de Ecologia Isotópica do CENA/USP, Piracicaba (SP).

Aos integrantes do Projeto CAPES PVE A115/2013, Rodrigo Macedo, Helder Brandorffe Ferreira, Erica de Souza, que contribuíram imensamente na realização das etapas de campo e analítica deste trabalho, agradeço imensamente!

Aos Drs. André Celarino e Rodrigo Santana Macedo pela ajuda nas etapas de extração dos fitólitos de solo e análises físicas e químicas do solo.

A Ms. Luciane Marcolin pela ajuda na extração dos fitólitos, na preparação das lâminas e organização das amostras.

Às minhas colegas de trabalho e laboratório: Luciane Marcolin e Carolina Benincá, pelos momentos de apoio, ajuda científica e companheirismo de pesquisa. Vocês são incríveis, obrigado!

Às professoras Marga Eliz Pontelli (UNIOESTE, Campus Francisco Beltrão) e Mariana Fernández Honaine (Universidad Nacional de Mar del Plata, Centro Científico Tecnológico Conicet) pelas contribuições na banca de qualificação.

Ao meu companheiro amado, que sempre esteve presente, paciente e compreensivo, Marcos, obrigado! Você faz parte desse caminho.

A todos os integrantes do grupo de pesquisa GEDATE, que de alguma forma contribuíram para a realização deste trabalho, obrigado!

A todos aqueles que de alguma forma participaram e contribuíram para esta etapa de minha formação.

Muito obrigado!

Resumo

A análise de fitólitos é uma ferramenta promissora das ciências interdisciplinares com fins de reconstituições paleobioclimáticas. Fitólito é um bioindicador (*Proxy*) formado a partir do processo de silicificação de células e/ou tecidos das plantas, tanto gramíneas quanto lenhosas, a partir da absorção do ácido monossilícico (H_4SiO_4) do soluto do solo. Para compreender tais mudanças, através do sinal fitolítico fóssil, é necessário ter conhecimento das produções fitolíticas modernas, para isso são feitas as Coleções de Referência de Fitólitos Modernos (CRFM). Atualmente ainda há lacunas de dados fitolíticos de diversas classes vegetativas, tal como a Mata Atlântica, que possui diversas fitofisionomias. Dentre elas, destaca-se a Floresta Ombrófila Densa Altomontana (FOAM), como uma das fitofisionomias que carecem de dados sobre a produção e preservação da assembleia fitolítica. Neste trabalho foram selecionadas 82 amostras de espécies representativas da FOAM para elaboração da CRFM e coletadas amostras de um solo sob a mesma, até 90cm de profundidade, para fins de reconstituição paleoambiental, através de uma análise multiproxy (análises químicas e físicas de solo, de fitólitos, $\delta^{13}\text{C}$ e datação de ^{14}C). Das 82 amostras de plantas estudadas, 51 morfotipos de fitólitos foram identificados e representam a diversidade fitolítica da FOAM, marcada principalmente pela presença de *Spheroid psilate/ornate* e *Blocky psilate*. Os resultados da CRFM demonstraram que as famílias representativas da FOAM são abundantemente produtoras de fitólitos, com morfotipos representativos de plantas de hábito lenhoso, predominantemente, adaptada a ambiente úmido. Constatou-se alta redundância entre as espécies não-monocotiledoneae. No solo, apenas 41 morfotipos foram identificados. Os dados físico-químicos do solo permitiram identificar um solo de pouco desenvolvimento pedogenético, classificado como Cambissolo Háplico, que apresenta, de modo geral, boa condição edáfica para preservação dos morfotipos. Os morfotipos que se fossilizaram ao longo do perfil refletiram a estrutura da vegetação sobrejacente, destacada predominantemente por plantas de hábito arbóreo/arbustivo, marcados pelos morfotipos mais representativos da CRFM. Os índices fitolíticos indicaram manutenção das condições de umidade, temperatura e estrutura da vegetação semelhante as atuais, ao longo da formação do perfil de solo. Assim, a assembleia fitolítica corroborou os dados $\delta^{13}\text{C}$, que também indicou presença de floresta, desde ~3700 anos cal. AP.

Fitólitos; Mata Atlântica; São Paulo; Floresta Ombrófila Densa Altomontana.

Abstract

Reference collection of phytolites and paleoenvironmental reconstitution of the Altomontana Dense Ombrophilous Forest in Carlos Botelho State Park – SP.

Phytolith analysis is a promising tool of interdisciplinary sciences for paleobioclimatic reconstruction purposes. Phytolith is a bioindicator (Proxy) formed from the silicification process of plant cells and/or tissues, both grasses and woody, from the absorption of monosilicic acid (H_4SiO_4) from the soil solute. To understand such changes, through the fossil phytolithic signal, it is necessary to have knowledge of modern phytolithic productions, for which the Reference Collections of Modern Phytoliths (RCMP) are made. Currently, there are still gaps in phytolithic data for different vegetative classes, such as the Atlantic Forest, which has different phytophysiognomies. Among them, the Altomontana Dense Ombrophilous Forest (ADOF) stands out as one of the phytophysiognomies that lack data on the production and preservation of the phytolithic assemblage. In this work 82 samples of representative species of ADOF were selected for the elaboration of the RCMP and samples were collected from a soil under it, up to 90cm deep, for purposes of paleoenvironmental reconstitution, through a multiproxy analysis (chemical and physical soil analysis, of phytoliths, $\delta^{13}\text{C}$ and ^{14}C dating). Of the 82 studied plant samples, 51 phytolith morphotypes were identified, representing the phytolithic diversity of ADOF, mainly marked by the presence of Spheroid psilate/ornate and Blocky psilate. The results of RCMP showed that the representative families of ADOF are abundant producers of phytoliths, with representative morphotypes of plants with woody habits, predominantly adapted to a humid environment. High redundancy was found among non-monocotyledonae species. In the soil, only 41 morphotypes were identified. The physicochemical data of the soil allowed to identify a soil with little pedogenetic development, classified as cambisol haplic, which presents, in general, good edaphic condition for the preservation of morphotypes. The morphotypes that fossilized along the profile reflected the structure of the overlying vegetation, predominantly marked by plants of arboreal/shrubby habit, marked by the most representative morphotypes of RCMP. The phytolithic indices indicated maintenance of conditions of moisture, temperature and vegetation structure similar to the current ones, throughout the formation of the soil profile. Thus, the phytolithic assemblage corroborated the $\delta^{13}\text{C}$ data, which also indicated the presence of forest, since ~3700 years cal. AP.

Phytolites; Atlantic Forest; São Paulo; Altomontana Dense Ombrophilous Forest.

LISTA DE ABREVIações E SIGLAS

AP	Antes do Presente
C	Carbono
Cal.	Calibrada
CRFM	Coleção de referência de fitólitos modernos
CXd	Cambissolo Háplico Distrófico
CTC	Capacidade de Troca Catiônica
FIA	Fração Insolúvel ao Ácido
FOAM	Floresta Ombrófila Densa Altomontana
GSSCP	Grass Silica Short Cell Phytolith
PDB	Padrão Belemnite Americana da Formação Pee Dee
TFSA	Terra Fina Seca ao Ar
CCG	Células Curtas de Gramíneas
MA	Mata Atlântica
MOS	Matéria Orgânica do Solo
MSI	Massa Seca Inicial
PECB	Parque Estadual Carlos Botelho
Si	Silício
UMG	Último Máximo Glacial
ZIAs	Zona de Interferência do Atlântico Sul

LISTA DE FIGURAS

FIGURA 1. Áreas selecionadas para desenvolvimento do projeto guarda-chuva no Brasil.	10
FIGURA 2. Cobertura vegetal atual da Mata atlântica, dividida por fitofisionomias (2017-2018).	14
FIGURA 3. Fitoecologia do Estado de São Paulo.	19
FIGURA 4. Aspecto típico da FOAM externo na Serra do Ibitiraquire (a) e interno no Pico Caratua (b) – Paraná.	21
FIGURA 5. Fitólitos produzidos por famílias da Mata Atlântica.	24
FIGURA 6. Localização de estudos realizados no Estado de São Paulo empregando análises de $\delta^{13}\text{C}$	44
FIGURA 7. Localização da área de estudo.	50
FIGURA 8. Aspecto da Floresta Ombrófila Densa Altomontana no Parque Estadual Carlos Botelho - São Miguel Arcanjo, SP.	52
FIGURA 9. Representação da amostragem em cada parcela.	54
FIGURA 10. A) Aspecto da serrapilheira e da cor do solo na parte superior do solo (coleta das camadas superficiais e da serrapilheira no ponto 1 do transecto); B) Perfil de solo com destaque para a variação de cores e pouca profundidade.	68
FIGURA 11. Variação de tamanho dos morfotipos representativos em Boxplot.	78
FIGURA 12. Variação de tamanho dos morfotipos representativos em Boxplot.	79
FIGURA 13. Variação de tamanho dos morfotipos representativos em Boxplot.	79

FIGURA 14. Tipos e distribuição de morfotipos de fitólitos produzidos pelas amostras das famílias A) Cyatheaceae e B) Selaginellaceae.....	80
FIGURA 15. Tipos e distribuição de morfotipos de fitólitos produzidos pelas amostras das famílias A) Acanthaceae e B) Apocynaceae.....	82
FIGURA 16. Tipos e distribuição de morfotipos de fitólitos produzidos pelas amostras da família Annonaceae.....	83
FIGURA 17. Tipos e distribuição de morfotipos de fitólitos produzidos pelas amostras das famílias a) Asteraceae e b) Bignoneaceae.....	84
FIGURA 18. Tipos e distribuição de morfotipos de fitólitos produzidos pelas amostras das famílias A) Burseraceae e B) Chrysobalanaceae.....	85
FIGURA 19. Tipos e distribuição de morfotipos de fitólitos produzidos pelas amostras das famílias A) Clusiaceae e B) Cunnoniaceae.....	86
FIGURA 20. Tipos e distribuição de morfotipos de fitólitos produzidos pelas amostras das famílias A) Elaeocarpaceae e B) Euphorbiaceae.....	87
FIGURA 21. Tipos e distribuição de morfotipos de fitólitos produzidos pelas amostras das famílias A) Fabaceae, B) Lamiaceae e C) Malpighiaceae.....	88
FIGURA 22. Tipos e distribuição de morfotipos de fitólitos produzidos pelas amostras das famílias A) Melastomataceae e B) Moraceae.....	89
FIGURA 23. Tipos e distribuição de morfotipos de fitólitos produzidos pelas amostras das famílias A) Myrtaceae e B) Phyllanthaceae.....	91
FIGURA 24. Tipos e distribuição de morfotipos de fitólitos produzidos pelas amostras das famílias A) Polygonaceae, B) Primulaceae e C) Rubiaceae.....	93
FIGURA 25. Tipos e distribuição de morfotipos de fitólitos produzidos pelas amostras das famílias A) Rutaceae e B) Salicaceae.....	94
FIGURA 26. Tipos e distribuição de morfotipos de fitólitos produzidos pelas amostras das famílias a) Sapindaceae e b) Sapotaceae.....	95
FIGURA 27. Tipos e distribuição de morfotipos de fitólitos produzidos pelas amostras das famílias A) Arecaceae e B) Bromeliaceae.....	96
FIGURA 28. Tipos e distribuição de morfotipos de fitólitos produzidos pelas amostras da família Monimiaceae.....	97
FIGURA 29. Tipos e distribuição de morfotipos de fitólitos produzidos pelas amostras da família Lauraceae.....	98
FIGURA 30. Tipos e distribuição de morfotipos de fitólitos produzidos pelas amostras das famílias A) Maranthaceae e B) Piperaceae.....	99
FIGURA 31. Tipos e distribuição de morfotipos de fitólitos produzidos pelas amostras da família Cyperaceae.....	100
FIGURA 32. Tipos e distribuição de morfotipos de fitólitos produzidos pelas amostras da família Poaceae.....	100
FIGURA 33. Análise de componentes principais das espécies relacionadas a produção de fitólitos: a) Gráfico de autovetores das amostras; b) Plano de elipses e dispersão das variáveis agrupadas de acordo com a produção de fitólitos.....	102
FIGURA 34. Agrupamentos estatísticos (clusters) das amostras de plantas representativas da FOAM.....	105

FIGURA 35. Distribuição da frequência relativa (Média e desvio padrão) dos fitólitos (%) dos principais grupos de plantas da serapilheira e das camadas superficiais do solo ao longo da transeção.	107
FIGURA 36. Principais morfotipos encontrados na serapilheira e perfil de solo.	109
FIGURA 37. Diagrama de fitólitos (%) e $\delta^{13}\text{C}$ para o perfil de solo sob a FOAM.	112

LISTA DE QUADROS

QUADRO 1. Exemplo de produções de fitólitos entre famílias.....	27
QUADRO 2. Coleções de referência de fitólitos já elaboradas nos diferentes continentes.	35
QUADRO 3. Índices fitolíticos utilizados para reconstrução de habitat e clima atualmente em uso.....	39
QUADRO 4. Lista de plantas coletadas para compor a CRFM da FOAM.....	56
QUADRO 5. Chave de acesso taxonômico dos principais morfotipos de fitólitos utilizados para contagem e identificação.....	63
QUADRO 6. Correlação de Pearson entre a FIA e a produção por espécie.	75
QUADRO 7. Idades de datação ^{14}C da fração humina em relação a profundidade do perfil de CXd.....	110

LISTA DE TABELAS

Tabela 1. Estudos utilizando análises de $\delta^{13}\text{C}$ para o estado de São Paulo, breve revisão.....	44
Tabela 2. Glossário dos fitólitos da Coleção de Referência de Fitólitos Modernos (CRFM).....	64
Tabela 3. Atributos físicos do perfil de solo.	69
Tabela 4. Atributos químicos do perfil de solo.	70
Tabela 5. Atributos físico-químicos do transecto (fingerprinting).....	71
Tabela 6. Produção de fitólitos por espécie, em ordem alfabética.	72
Tabela 7. Lista de morfotipos identificados na CRFM e a ocorrência por espécies ..	76
Tabela 8. Lista de morfotipos que não apresentaram redundância nesta CRFM do PE Carlos Botelho.	77
Tabela 9. Descrição dos resultados da matriz de correlação para Análise de Componentes Principais	101
Tabela 10. Diversidade de fitólitos identificados no transecto.	106
Tabela 11. Quantidade de morfotipos encontrados no perfil	108

LISTA DE APÊNDICES

APÊNDICE 1. Descrição morfológica dos horizontes do perfil de solo	133
APÊNDICE 2. Produção geral de fitólitos por planta da CRFM.....	147
APÊNDICE 3. Produção geral e contagem de fitólitos do transecto (fingerprinting).....	150
APÊNDICE 4. Produção geral e contagem de fitólitos do perfil de CXd	151

APÊNDICE 5. Porcentagem de plantas por família no Fingerprinting (Transecto) ..	152
APÊNDICE 6. PERFIL: CB 1 (18/11/2015) Descrição da área	152
APÊNDICE 7. Dados brutos (morfometria)	170
APÊNDICE 8. FIA extraída do solo	170
APÊNDICE 9. Coleção de Referência de Fitólitos Modernos.....	171

LISTA DE PRANCHAS

Prancha 1. Acanthaceae	172
Prancha 2. Annonaceae	173
Prancha 3. Apocynaceae	174
Prancha 4. Arecaceae.....	175
Prancha 5. Asteraceae	176
Prancha 6. Bignoniaceae	177
Prancha 7. Bromeliaceae	177
Prancha 8. Burseraceae.....	177
Prancha 9. Chrysobalanaceae	178
Prancha 10. Clusiaceae	179
Prancha 11. Cunnoniaceae	179
Prancha 12. Cyatheaceae	179
Prancha 13. Cyperaceae.....	180
Prancha 14. Elaocarpaceae	181
Prancha 15. Euphorbiaceae.....	181
Prancha 16. Fabaceae	182
Prancha 17. Lamiaceae	183
Prancha 18. Lauraceae	183
Prancha 19. Malpighiaceae	186
Prancha 20. Maranthaceae	186
Prancha 21. Melastomataceae.....	186
Prancha 22. Monimiaceae.....	187
Prancha 23. Moraceae	188
Prancha 24. Myrtaceae	188
Prancha 25. Phyllanthaceae	190
Prancha 26. Piperaceae	190
Prancha 27. Poaceae.....	191
Prancha 28. Polygonaceae	193
Prancha 29. Primulaceae	193
Prancha 30. Rubiaceae.....	194
Prancha 31. Rutaceae.....	196
Prancha 32. Salicaceae	196
Prancha 33. Sapindaceae	196
Prancha 34. Sapotaceae.....	197
Prancha 35. Selaginellaceae.....	198

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO	8
2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA.....	13
2.1 BIOMA MATA ATLÂNTICA: EVOLUÇÃO QUATERNÁRIA NO SUDESTE DO BRASIL	13
2.1.1 Mata Atlântica: conceitos e definições.....	13
2.1.2 Evidências mais antigas da presença do bioma Mata Atlântica	14
2.1.3 A dinâmica do Bioma Mata Atlântica no Sudeste Brasileiro	16
2.2 CARACTERÍSTICAS FLORÍSTICAS DA FLORESTA OMBRÓFILA Densa ALTO MONTANA (FOAM)	17
2.2.1 Breve conceituação	17
2.2.2 Florística	21
2.3 <i>PROXIES</i> BIOLÓGICOS: MEMÓRIAS NO SOLO	21
2.4 FITÓLITOS: UM IMPORTANTE <i>PROXY</i> PRESERVADO NO SOLO	23
2.4.1 Assembleia de fitólitos em solos e sedimentos	25
2.4.1.1 Produção.....	25
2.4.1.2 Deposição.....	28
2.4.1.3 Preservação	28
2.4.1.4 Translocação.....	30
2.4.2 Coleção de referência de fitólitos modernos (CRFM)	32
2.4.3 Índices Fitolíticos: ferramentas para interpretações ambientais e climáticas	37
2.5 ANÁLISE ISOTÓPICA ($\delta^{13}\text{C}$) DA MATÉRIA ORGÂNICA DO SOLO	40
2.5.1 Ciclos fotossintéticos C3, C4 e CAM e suas implicações ecológicas	41
2.5.2 Estudos e aplicabilidades da $\delta^{13}\text{C}$ no estado de São Paulo, Brasil	43
2.6 DATAÇÃO por ^{14}C	46
3. LOCALIZAÇÃO E CARACTERIZAÇÃO DA ÁREA DE ESTUDO	50
3.1 LOCALIZAÇÃO DA ÁREA DE ESTUDO.....	50
3.2 CARACTERIZAÇÃO DA ÁREA DO ESTUDO	50
4. MATERIAIS E MÉTODO.....	53
4.1 AMOSTRAGEM	53
4.1.1 De solos.....	53
4.1.2 De plantas	53
4.2 ANÁLISES LABORATORIAIS.....	57

4.2.1	Análise físico-química do solo	57
4.2.2	Análise Isotópica.....	58
4.2.3	Datação por ^{14}C	58
4.2.4	Análise fitolítica.....	59
4.2.4.1	Extração de fitólitos em solos.....	59
4.2.4.2	Extração de fitólitos em plantas.....	59
4.2.4.3	Preparação das lâminas.....	60
4.2.4.4	Cálculo de produção de cinza (%) por espécie e classificação da produção de fitólitos	60
4.3	ANÁLISE ESTATÍSTICA.....	67
5.	APRESENTAÇÃO E DISCUSSÃO DOS RESULTADOS	68
5.1	ATRIBUTOS DO SOLO	68
5.2	ASSEMBLEIA FITOLÍTICA DAS PLANTAS.....	71
5.2.1	Aspectos gerais sobre a produção de fitólitos	71
5.3	COLEÇÃO DE REFERÊNCIA DE FITÓLITOS DE PLANTAS MODERNAS (CRFM)80	
5.3.1.	PADRÕES DE PRODUÇÃO DE FITÓLITOS DE PLANTAS ATUAIS DA FOAM	80
5.4	ASSEMBLEIA FITOLÍTICA DO SOLO E COMPOSIÇÃO ISOTÓPICA DA MOS	106
5.5	RECONSTITUIÇÃO PALEOAMBIENTAL	113
6.	CONSIDERAÇÕES FINAIS	116
8.	APÊNDICES	133

1. INTRODUÇÃO

A interpretação de dados paleoambientais e paleoclimáticos tem sido realizada por meio de comparações com ecossistemas atuais. Partindo do princípio do uniformitarismo (Hutton, 1795), que preconiza que “o presente é a chave do passado”, considera-se que características e processos atuais do planeta são resultantes de processos que atuam hoje, tal como atuaram no passado e, segundo o mesmo, com forças uniformes ao longo do tempo (FREZZATTI JR, 2009). Assim, partindo dessa premissa, muitos estudos paleoecológicos, na tentativa de reconstituição e entendimento das condições (paleo) ambientais, têm empregado vários marcadores (*proxies*) biológicos, tais como grãos de pólen, diatomáceas, espículas de esponjas e fitólitos. A eficácia destes marcadores depende de um bom conhecimento da flora atual e de uma boa base de dados que permitam associá-los às características morfológicas e estruturais de uma fitofisionomia e seus respectivos ambientes e paisagens (RAITZ, 2012; SCHEEL-YBERT et al., 2006).

A análise de fitólitos é um tema de pesquisa que tem sido cada vez mais explorado no Brasil devido a boa conservação dessas biomineralizações em diferentes ambientes e pelo nível de informações ambiental que pode aportar (MULHOLLAND, 1989; SOUZA et al., 2019;). Fitólitos são microcorpúsculos de sílica amorfa ($\text{SiO}_2 \cdot n\text{H}_2\text{O}$) - também chamados de silicofitólitos, produzidos por algumas plantas ao longo do seu ciclo vegetativo (PIPERNO, 2006;). A formação se dá dentro das células ou entre as células em vários tecidos das plantas (TWISS, SUESS e SMITH, 1969; ROVNER, 1971; RUNGE, 1999; PIPERNO, 2006). Muitas famílias de plantas depositam parte da sílica solúvel ou ácido monossilícico (H_4SiO_4) que absorveram do soluto do solo, polimerizando-o e gerando os fitólitos, que possuem dimensões entre 0,010mm e 0,002 mm (WILDING, L.P., SMECK, N.E.; DREES, 1977). Possuem importante significado taxonômico (em nível de família e, em alguns casos, em subfamília), haja vista que permite identificar qual a família da planta (ou parte dela) que o produziu.

A análise de assembleia de fitólitos, um indicador (*proxy*) biológico bastante durador no ambiente, é uma ferramenta que permite o entendimento da evolução das paisagens por meio da interpretação da dinâmica da vegetação (diretamente) e climática (indiretamente) (STRÖMBERG et al., 2018). Diversas áreas da ciência como

a paleobotânica, geografia, arqueologia, paleontologia, ecologia e afins se apropriam dessa técnica para interpretações variadas, cuja fusão dos meios de análise, provenientes dessas ciências-mãe, geram dados e informações que colaboram para a formação de uma superdisciplina, onde a análise fitolítica flui multidisciplinarmente (RASHID et al., 2019).

Neste sentido, dando ênfase na análise de fitólitos de plantas e solos, a presente proposta de pesquisa foi desenvolvida em nível de mestrado como parte de um projeto maior (projeto guarda-chuva) que vem sendo desenvolvido por meio de uma parceria entre universidades nacionais (ESALQ/USP e UNIOESTE) e européia (Universidade Pompeu Fabra, Barcelona- ES). Este projeto contou com o apoio financeiro da CAPES entre os anos de 2013 e 2017, por meio do Programa Pesquisador Visitante Especial (Projeto CAPES PVE A115/2013).

O projeto guarda-chuva, intitulado *"Identification and discrimination of forest/savannah ecosystems of Brazil on the basis of phytolith assemblages and indexes to understand past vegetation and soil genesis"*, selecionou diferentes fitofisionomias dos biomas brasileiros (Figura 1), sendo eles: Floresta Amazônica-AM, Cerrado-MG, Cerradão-SP, Floresta Estacional Semi-decidual-SP, Floresta Ombrófila Densa Altomontana-SP, Mata de Restinga-SP, Floresta Ombrófila Mista-SC e Floresta Ombrófila Densa de Terras Baixas-ES.

O objetivo principal do projeto foi conhecer a produção de fitólitos entre as diferentes fitofisionomias supracitadas e elaborar coleções de referências de fitólitos de plantas atuais e, desta forma, gerar uma base de dados sobre quais famílias/espécies são produtoras, qual a quantidade e variedade por elas produzidas e a reconstituir as condições paleoambientais ao longo do Holoceno nas áreas de amostragem, nos principais biomas florestados do Brasil (CALEGARI, 2014; DE LIMA FELIPE et al., 2016; FERREIRA; CALEGARI, 2015, 2016; KAMMER, 2018; MACEDO et al., 2015; MOZER et al., 2019; SOUZA, 2019).

Os resultados preliminares deste projeto têm sido utilizados como subsídio em estudos paleoecológicos e de reconstituição ambiental (clima e vegetação) em diferentes estudos (por exemplo, CALEGARI et al., 2017; CALEGARI; VIDAL-TORRADO, 2020; DE OLIVEIRA et al., 2021; SILVA NETO et al., 2018, 2019).

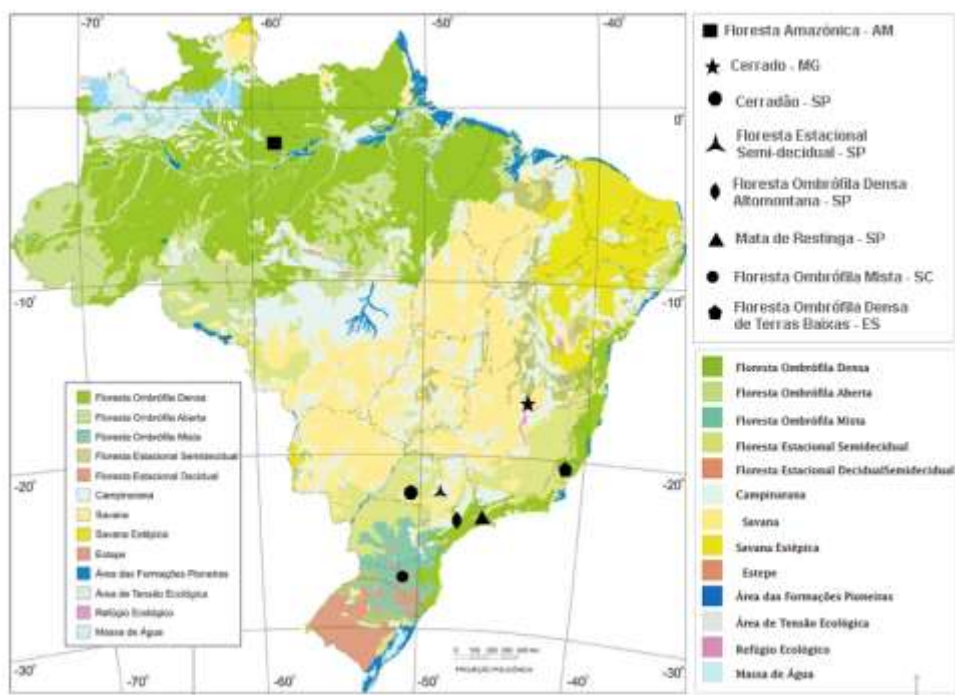


FIGURA 1. Áreas selecionadas para desenvolvimento do projeto guarda-chuva no Brasil.

Fonte: Adaptado de PROBIO (2006)

Para a presente pesquisa de mestrado foi selecionada apenas a área localizada no Parque Estadual Carlos Botelho, na Serra do Mar (Estado de São Paulo). Essa área é parte do Bioma Mata Atlântica e representativa da fitofisionomia da Floresta Ombrófila Densa Altomontana (FOAM).

Atualmente, não são conhecidos trabalhos empregando a análise fitolítica em área com essa fitofisionomia, que apresenta espécies ameaçadas de extinção (por ex., *Ocotea odorifera* – Lauraceae, espécie e família endêmica dessa fitofisionomia) (MART, 1998). Na carência de informações sobre a produção fitolítica e preservação desse *proxy* em área de FOAM, assim como a pouquidade de informações sobre a trajetória evolutiva desta fitofisionomia ao longo do Holoceno é que reside a problemática e justificativas deste trabalho. Desta forma, torna-se imperativo conhecer a produção de fitólitos das plantas atuais dessa fitofisionomia antes que muitas das espécies ameaçadas desapareçam, sem que o seu conjunto característico de fitólito se preservem nos solos.

Espera-se que os resultados deste estudo possa subsidiar políticas e práticas de manejo e conservação do parque. Posto isto, a presente proposta de estudo teve como objetivo geral conhecer a produção de fitólitos pelas plantas atuais da FOAM e entender a trajetória evolutiva (cronológica) dessa fitofisionomia no Parque Estadual Carlos Botelho durante o Holoceno, bem como contribuir para o entendimento da história climática e da vegetação da região. Especificamente, o estudo objetivou:

- I. Apresentar a produção de fitólitos das espécies de plantas representativas da FOAM (coleção de referência).
- II. Estabelecer a redundância na coleção de referência de plantas modernas da FOAM;
- III. Estabelecer a assembleia de fitólitos preservada no solo;
- IV. Definir a assinatura fitolítica da vegetação atual da FOAM.
- V. Avaliar o potencial da assembleia de fitólitos (solo e planta) juntamente com os isótopos de carbono estável ($\delta^{13}\text{C}$) para identificar e validar estatisticamente a assinatura fitolítica.
- VI. Avaliar os índices fitolíticos de vegetação existentes e, se necessário, criar índices compatíveis com a vegetação estudada;
- VII. Verificar a existência de registro de mudanças climáticas e determinar a cronologia desses possíveis câmbios por meio da datação ^{14}C .

Como produto desta pesquisa, este texto de dissertação foi estruturado nos seguintes itens: **Revisão Bibliográfica** que aborda revisão de literatura acerca da dinâmica da Mata Atlântica no Sudeste brasileiro, caracterização da Floresta Ombrófila Densa Altomontana, a aplicação de *proxies* biológicos nos estudos de reconstituição, os conceitos relacionados aos fitólitos como *proxies* e as coleções de referências, aos processos tafonômicos e os estudos utilizando fitólitos no Brasil; suas aplicações nos estudos de reconstituição paleoambiental; conceitos/definições e aplicação relacionada aos isótopos de carbono ($\delta^{13}\text{C}$) e datações (^{14}C).

No item seguinte, descreve-se a **Localização, Caracterização e Histórico da área do estudo**. Já no item **Materiais e Métodos**, descreve-se as etapas do trabalho e as técnicas empregadas para caracterização dos solos, extração e análise fitolíticas (contagem, descrição e classificação) e cálculo dos índices, composição do

$\delta^{13}\text{C}$ da MOS e datações do ^{14}C e, para finalizar apresenta-se as técnicas estatísticas utilizadas. No item dos **Resultados** são apresentados os atributos químico-físicos do solo, composição do $\delta^{13}\text{C}$ da MOS e datações do ^{14}C , coleção de referência de fitólitos modernos, a assembleia fitolítica do perfil de solo e assinatura fitolítica (*fingerprinting*). Estes resultados foram discutidos no item seguinte, a luz dos inúmeros trabalhos consultados, visando entender o significado ecológico da coleção de referência e a evolução da FOAM ao desde o Holoceno médio. Por fim, na última seção, expõem-se as conclusões obtidas neste trabalho, que permitiram atingir os objetivos e responder a questão central deste trabalho.

2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

2.1 BIOMA MATA ATLÂNTICA: EVOLUÇÃO QUATERNÁRIA NO SUDESTE DO BRASIL

2.1.1 Mata Atlântica: conceitos e definições

A Mata Atlântica (MA) é um dos seis biomas brasileiros (FLORES et al., 2015). Por definição, bioma é o conjunto biótico (vegetal e animal) definido pelo agrupamento de tipos de vegetação contíguos e identificáveis em escala regional, com condições geoclimáticas parecidas e história compartilhada de mudanças, resultando em uma diversidade biológica própria (IBGE, 2012; SOS MATA ATLÂNTICA; INPE, 2018).

A grande biodiversidade do bioma Mata Atlântica faz com que o mesmo seja um dos mais diversos do mundo e é considerado um dos 25 *hotspots* de biodiversidade do planeta (JESKE-PIERUSCHKA & LEDRU, 2016; LEITE et al., 2016), chegando a 20 mil espécies vegetais, sendo que 8 mil destas ocorrem apenas em seu ambiente de domínio. O fator climático é de grande relevância, em virtude da migração latitudinal da Zona de Interferência do Atlântico Sul (ZIAS) e a recorrência dos fenômenos El Niño e La Niña (BARTH; BARROS; LUZ, 2014). A Mata Atlântica abrange sete das nove principais bacias hidrográficas do Brasil, sendo fonte de alimento e recursos naturais desde os primórdios (FLORES et al., 2015). No passado, a Mata Atlântica recobria 17 estados do Brasil, em todo o litoral do país, alcançando até a Argentina e o Paraguai na porção sul, porém atualmente restam apenas 7,5% de sua cobertura original (IBGE, 2012).

De acordo com Ab'Saber (2003), no Brasil predominam dois principais domínios florestais, a Floresta Atlântica e a Floresta diagonal aberta (savanas da Caatinga, do Cerrado e do Pantanal). A área de predomínio da Floresta Atlântica (Mata Atlântica) foi agrupada em fitofisionomias, isto é, áreas semelhantes sob o ponto de vista da paisagem, mas com características bióticas diferenciáveis (IBGE, 2012): Floresta Ombrófila Densa, Floresta Ombrófila Mista (Mata de Araucárias), Floresta Ombrófila Aberta, Floresta Estacional Semidecidual, Floresta Estacional Decidual, bem como os manguezais, as vegetações de restingas, os campos de altitude, os brejos de interior e encaves florestais do Nordeste (Figura 2). Todo esse conjunto de

tipos de vegetação está protegido legalmente pela Lei nº 11.428/06 (Lei da Mata Atlântica) e pelo Decreto nº 6.660/08 (IBGE, 2012; FLORES et al., 2015).

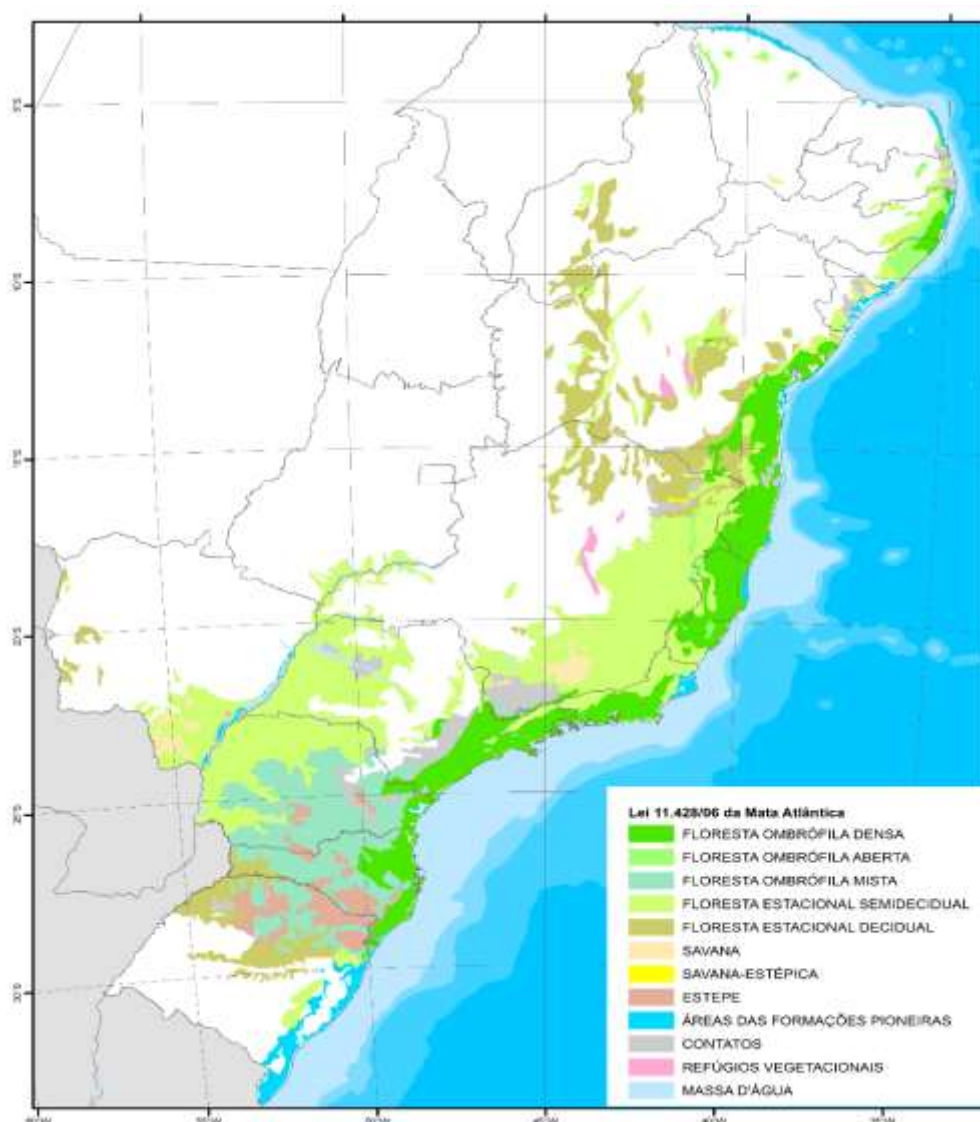


FIGURA 2. Cobertura vegetal atual da Mata atlântica, dividida por fitofisionomias (2017-2018).

Fonte: SOS Mata Atlântica & INPE (2018)

2.1.2 Evidências mais antigas da presença do bioma Mata Atlântica

O Quaternário é o período que envolve os últimos 2,6 milhões de anos de história da Terra, aproximadamente; quando diversas mudanças climáticas sucederam no globo, mudanças estas que se refletiram no substrato geológico e biológico do planeta (SOUZA et al., 2005; FERRAZZO, 2008). Diversos estudos na área de reconstituição da Mata Atlântica (MA) já foram realizados sobre sua ocorrência

e evolução ao longo do período Quaternário (Ex: SOUZA, 2019), bem como algumas hipóteses de expansão e retração da vegetação e confirmações da sua dinâmica evolutiva.

Em um estudo palinológico realizado por Barth et al. (2014) constatou-se em diversas áreas no Rio de Janeiro a presença de grãos de pólen de espécies representativas da Mata Atlântica desde o Pleistoceno, onde havia, provavelmente, um ambiente seco e frio e um nível do mar muito mais afastado do que o atual. Esta interpretação foi corroborada por Jeske-Pieruschka & Ledru (2016), pois para eles a evolução da Mata Atlântica nos últimos 40.000 anos mostrou uma composição um tanto estabilizada para essas áreas, expandindo/retraindo as espécies típicas apenas quando houve reflexo direto de eventos tanto climáticos, quanto edáficos e/ou antropogênicos.

Essas florestas úmidas (no Brasil), de acordo com a Teoria dos Refúgios Biológicos¹ (AB'SABER, 2003; HAFFER; PRANCE, 2002), supostamente teriam se comprimido durante os períodos de máximo glacial mais secos (constituindo os refúgios) e teriam se ampliado durante os períodos de clima mais quentes e úmidos (períodos interglaciais), do Pleistoceno em diante (BATALHA FILHO; MIYAKI, 2011).

De acordo com Leite et al. (2016), a Mata Atlântica teria se expandido durante o Último Máximo Glacial (UMG) para o leste da América do Sul, em direção à Plataforma Oceânica Brasileira, sob condições micro-climáticas específicas. Dentre elas destaca-se o recuo do mar sob o continente durante o Quaternário, em torno de 150m abaixo do atual nível, emergindo quilômetros de área exposta da plataforma, onde, através de dados polínicos e isotópicos, foi possível teorizar a possível instauração de espécies de floresta densa, campo, restinga e manguezal sobre a plataforma hoje submersa (LEITE et al. 2016).

Corroborando esta linha de interpretação, Batalha Filho & Miyaki (2011), em um estudo filogeográfico também constataram que espécies bióticas (animal e vegetal) seguiriam a evolução dos refúgios desde o Pleistoceno. Outros autores também usaram a teoria dos refúgios para investigar tal evolução, como Carnaval e

¹ Os refúgios constituem ilhas de matas densas úmidas isoladas por vegetação aberta (HAFFER; PRANCE, 2002)

Moritz (2008) que realizaram um estudo com modelagem paleoclimática do último máximo glacial (UMG) para a Mata Atlântica (em torno de 21 mil anos AP.) e revelaram a existência de refúgios florestais atlânticos pleistocênicos no corredor central da Mata Atlântica na Bahia e em Pernambuco revelando assim, que a Mata Atlântica vem se adaptando (expandindo e retraindo) desde meados do UMG até os dias atuais no sudeste e nordeste do Brasil.

Mesmo a teoria dos refúgios florestais atlânticos sendo constantemente criticada, ainda assim é uma explicação aceitável para a presença do bioma Mata Atlântica desde períodos glaciais e interglaciais pleistocênicos no sudeste brasileiro.

2.1.3 A dinâmica do Bioma Mata Atlântica no Sudeste Brasileiro

A paisagem fitogeográfica atlântica do sudeste brasileiro vem sendo modificada desde muito tempo pelas comunidades nativas e por colonizadores europeus (JESKE-PIERUSCHKA; LEDRU, 2016). Entretanto, evidências de fases naturais de expansão e contração da área da MA têm sido registradas desde épocas pleistocênicas em resposta às variações climáticas (BEHLING, 1997; SOUZA et al., 2005; LEITE et al., 2016).

Os estados de São Paulo, Minas Gerais e Espírito Santo, no período moderno apresentam fitofisionomias semelhantes, uma floresta perenifolia ou semidecídua predominante, onde outrora vicejava uma paisagem com vegetação aberta, em concordância com o clima frio e seco no decorrer do UMG (BEHLING, 1997). As próprias espécies resilientes, como a *Araucaria* e o *Podocarpus*, encontradas na região leste de Minas Gerais e serras litorâneas do estado de São Paulo, são marcadores vegetativos de condições climáticas diferenciadas, haja vista a peculiaridade do habitat natural dessas espécies (JESKE-PIERUSCHKA; LEDRU, 2016). Por outro lado, outras regiões, como o oeste mineiro, onde estabeleceram-se microclimas, no UMG parece ter vivenciado um clima mais úmido que as demais regiões secas (JESKE-PIERUSCHKA; LEDRU, 2016).

Estudos indicam que durante a última glaciação a Mata Atlântica provavelmente ocupou territórios limítrofes ao litoral do sudeste brasileiro, sem avanços muito significativos no continente, barrada pelas serras litorâneas (Serra do Mar no estado

de São Paulo e Serra da Mantiqueira nos estados do Rio de Janeiro e Minas Gerais) (BEHLING, 1997). Isto parece ter favorecido a instalação de ecótonos nas transições com o cerrado, nas áreas mais elevadas, com a floresta de araucária (BEHLING, 1997).

De acordo com a literatura, uma tendência climática mais quente e úmida teria se instaurado após o UMG, na transição Pleistoceno/Holoceno, em torno de 11500 anos AP, para a região sudeste, e perdurado até o Holoceno superior (PESSENDA; LISI; GOUVEIA, 1998; BARROS et al., 2011; KAMMER, 2018). No oeste paulista, em área de cerradão na ESEC de Assis, um estudo de reconstituição paleoambiental identificou a transição de um ambiente de vegetação de gramíneas, mais aberto, associada a um clima mais seco que o atual, onde transicionou no Holoceno superior para as condições modernas de clima e vegetação (KAMMER, 2018). A mesma tendência também foi identificada por Souza et al. (2019) ao estudar um fragmento de Floresta Estacional Semidecidual no centro-oeste paulista.

Tendência de condições mais úmidas no Holoceno Inferior foram observadas em outras partes da região sudeste. No sul do estado do Espírito Santo também foi identificado uma tendência arbórea da Mata Atlântica após a última glaciação e um desenvolvimento em altitudes menores das espécies que só ocorriam em maiores altitudes (BEHLING, 1997; JESKE-PIERUSCHKA; LEDRU, 2016).

Assim, após esta breve revisão é possível constatar que a Mata Atlântica é resiliente e possui dinamicidade sob efeitos climáticos e antrópicos (JESKE-PIERUSCHKA; LEDRU, 2016). Portanto, se faz imperativo compreender suas particularidades e principais características taxonômicas e morfológicas para interpretar seus vestígios deixados durante a formação dos solos. A Floresta Ombrófila Densa Altomontana é uma importante fitofisionomia de relevo montanhoso, pertencente a Mata Atlântica que é exemplificada a seguir.

2.2 CARACTERÍSTICAS FLORÍSTICAS DA FLORESTA OMBRÓFILA DENSA ALTO MONTANA (FOAM)

2.2.1 Breve conceituação

O termo ombrófila (de origem grega) da classificação Floresta Ombrófila Densa (também chamado Floresta Tropical Pluvial), significa “*amigo das chuvas*”. Esse termo

foi implementado por Ellenberg e Mueller-Dombois (1967) juntamente com a caracterização “Densa e Aberta”. Essa denominação foi necessária porque essas duas fisionomias ecológicas ocorrem tanto na Amazônia (área de maior pluviosidade) como nas áreas costeiras, onde predomina a Mata Atlântica, justificando-se assim o uso da terminologia mais recente (IBGE, 2012).

Nesta fisionomia da Mata Atlântica predominam fanerófitos (árvores, arbustos, canas ou grandes ervas), lianas (cipós) lenhosas e variadas epífitas (das que crescem sobre outras plantas) em abundância, o que marca a diferença das demais classes de formações (IBGE, 2012). Contudo, a marcante característica da ecologia dessa classe são os ambientes ombrófilos, ou seja, ambientes de clima tropical e altas temperaturas (médias de 25°C) e de grande pluviosidade anual, com poucos dias de seca, o que caracteriza um ambiente úmido (KOEHLER, 2001; IBGE, 2012).

Seguindo a classificação do IBGE (2012), a Floresta Ombrófila Densa foi subdividida em cinco formações, de acordo com o gradiente topográfico, que implica em diferentes fitofisionomias, em distintas faixas altimétricas. São elas: Formação Aluvial; das Terras Baixas; Submontana; Montana e Altomontana.

A Floresta Ombrófila Densa Altomontana (FOAM) é caracterizada principalmente por se encontrar nas altas encostas e cumes das montanhas tropicais e subtropicais (Figura 3), influenciadas por um fator ambiental dominante: a constante permanência de nuvens em contato direto com a superfície da floresta. Contudo, a intermitência das nuvens, associada a outros fatores geoclimáticos, geram diferentes fisionomias que deram origem a muitas outras nomenclaturas para caracterizar tais formações (STADMÜLLER, 1987)

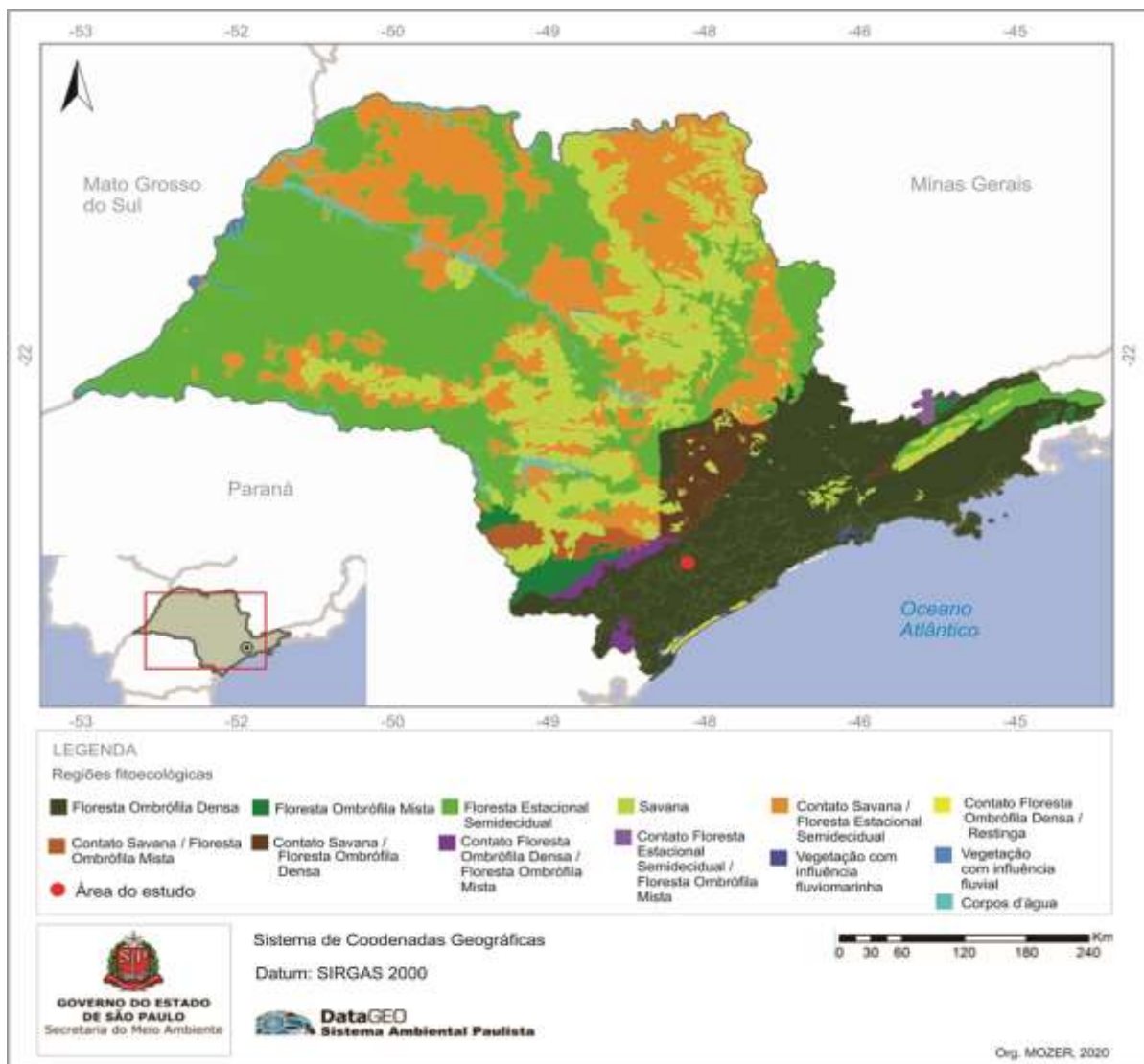


FIGURA 3. Fitoecologia do Estado de São Paulo.

Fonte: DataGEO – Sistema Ambiental Paulista. Adaptado pelo autor

Quando esse tipo de vegetação fica exposta aos ventos fortes e constantes das maiores altitudes também recebe o nome de Floresta dos Ventos (*Wind Forest*). Onde a neblina é constante até o solo e recobre a maior parte dos troncos das árvores, a vegetação recebe o nome de Floresta Nublada (*Cloud Forest*) e também Floresta Elfa Nublada (*Elfin Cloud Forests*) onde há presença de árvores menores, com troncos retorcidos, envoltos por musgos, com folhas grossas e rígidas (KOEHLER, 2001; IBGE, 2012). Essa vegetação no Brasil, em específico no Paraná, também já foi chamada de “mata de neblina” por Maack (1968) e “mata nebular” por Bigarella (1978), devido a marcante cobertura de nuvens sobre a floresta (Figura 4a). Em uma tentativa de classificação universal dessa vegetação no Brasil, a partir da fisiologia e ecologia

do ambiente altomontano, Veloso (1991) sugeriu a nomenclatura Floresta Ombrófila Densa Altomontana (FOAM), para os ambientes montanhosos da costa atlântica, nomenclatura adotada neste trabalho.

A FOAM é representada por uma formação mesofanerofítica ($\cong$ 20m de altura), característica dos topos montanhosos, sobre solos rasos e pedregosos, os Neossolos litólicos e regolíticos, onde ocorrem acumulações de turfa na superfície (SCHEER; MOCOCHINSKI, 2009). A estrutura da floresta apresenta fanerófitos (plantas que projetam os caules para o ar), com troncos e galhos finos, folhas miúdas e coriáceas, possuem cascas grossas com fissuras (Figura 4b) (SCHEER; MOCOCHINSKI, 2009). A estrutura florística possui espécies universais, porém a maioria dessas ocorrem somente nessa fitofisionomia, o que demonstra um tipo de refúgio cosmopolita, ou seja, relacionado a posição geográfica da mesma, também chamada de "mata nuvígena" nos locais cuja evapotranspiração se condensa em neblina, precipitando-se sobre as áreas elevadas (VELOSO, 1991; IBGE, 2012).

O ecossistema da FOAM representa um ambiente singular, pois recebe uma contribuição adicional de água por se encontrar nas maiores altitudes dos relevos montanhosos, onde as nuvens são mais frequentes (STADMÜLLER, 1987). A fixação hídrica da FOAM é ainda maior em razão da diminuição de radiação solar e da evapotranspiração, que suavizam as taxas de decomposição da biomassa, resultando em uma maior acumulação de matéria orgânica na superfície dos solos (SCHEER & MOCOCHINSKI, 2009).

As florestas altomontanas adotam não só alto valor científico, mas um altivo caráter protetivo. A captação e retenção direta da umidade das nuvens (chuva oculta ou precipitação horizontal) e o baixo consumo hídrico da floresta geram ganhos extras no sistema hidrológico que drena aos patamares inferiores e se torna um importante ecossistema mantenedor de recursos hidrológicos, principalmente na proteção e conservação de cabeceiras das bacias hidrográficas (STADMÜLLER, 1987; KOEHLER, 2001; SCHEER & MOCOCHINSKI, 2009).



FIGURA 4. Aspecto típico da FOAM externo na Serra do Ibitiraquire (a) e interno no Pico Caratuva (b) – Paraná.

Fonte: Scheer & Mocochinski (2009).

2.2.2 Florística

O ambiente específico altomontano (1.200m acima do nível do mar, aproximadamente) gera uma florística também peculiar, onde suas formações arbóreas possuem porte reduzido, em decorrência das condições edafoclimáticas. De acordo com Roderjan et al. (2002), são tipicamente encontradas famílias de Myrtaceae, Bignoniaceae Clethraceae e Cunoniaceae entre outras (VINICIUS & HARRI, 2008; IBGE, 2012).

De acordo com Koehler; Galvão; Longhi (2017) e Roderjan et al. (2002), neste ambiente o inquilinismo, ou também chamado epifitismo tropical, se modifica em relação ao que acontece em áreas de menor altitude. Aqui, de acordo com estes autores, o processo de epifitismo vascular (epífitas floríferas) é reduzido e se sobressai o avascular, típico de musgos, líquens e briófitas, recobrando a maioria dos troncos das árvores. Observa-se também que a falta de nitrogênio nesses ambientes gera folhas curtas e com esclerofilia nas árvores (KOEHLER, 2001).

2.3 PROXIES BIOLÓGICOS: MEMÓRIAS NO SOLO

O solo, propriamente dito, representa uma coleção de corpos naturais, constituídos por partes sólidas, líquidas e gasosas, tridimensionais, dinâmicos, formados por materiais minerais e orgânicos que ocupam a maior parte do manto superficial das extensões continentais do nosso planeta (EMBRAPA, 2018). Contêm

matéria viva, podem ser vegetados e, eventualmente, pode ter sido modificados por interferências antrópicas (EMBRAPA, 2018).

O solo é um contínuo depósito de memórias do ambiente e nele estão os registros bióticos e abióticos dos ciclos atmosféricos (JANZEN, 2016). Através da análise de microrestos armazenados no solo torna-se possível compreender a dinâmica de sobreposição ou interação dos fatores constituintes dessa “caixa de registros” que chamamos de solo (PEARSALL, 1989; JANZEN, 2016; RODRIGUES, 2019).

O termo *proxy*, nos estudos de reconstituição paleoambiental, é interpretado em português como “indicador”, ou seja, tudo aquilo que registra a passagem de agentes que preexistiram na superfície e deixaram no solo sinais de sua existência, dos quais posteriormente pode-se fazer inferências de seus ambientes pretéritos (RASHID et al., 2019).

O solo é um reservatório de diversos *proxies* ambientais, tanto aqueles oriundos de ações humanas, por exemplo fragmentos de carvões de fogueiras e de incêndios propositais, fragmentos de cerâmica, sinais de cultivo e uso da terra, como aqueles chamados de indicadores biológicos naturais, tais como grãos de pólen, fitólitos, espículas de esponja, diatomáceas, isótopos de C, N e O, entre outros. Cada um desses indicadores apontam dados que indicam condições ambientais e de atividades específicas de sua origem (PESSENDA, L.C.R.; LISI, C.S.; GOUVEIA, 1998; PESSENDA et al., 2015).

A palinologia, ciência que estuda os palinomorfos terrestres e aquáticos (grãos de pólen e esporos de pteridófitas), utiliza a análise desses palinomorfos resilientes para compreender também a paleoecologia de ambientes distintos, quanto a origem desses palinomorfos presentes no solo/água. A palinologia pode aportar informações em nível de espécie, para reconstituição de vegetações pretéritas, em nível regional, e é excelente em solos hidromórficos (DE SENNA; RIBEIRO; PAIVA, 2005; LORENTE et al., 2017).

No solo também é preservado o sinal isotópico da matéria orgânica dos organismos que ali se desenvolveram ao longo da sua formação. Esse tipo de análise

pode nortear reconstituições que visam compreender a dinâmica da vegetação e é um forte auxiliador em ciências que utilizam *proxies* como indicadores de paleoambientes (PEARSALL, 1989) (Maiores detalhes no item 2.5).

Os paleossolos são registros diretos das condições edafoclimáticas e ecológicas pretéritas de seu ambiente de formação, pois podem apresentar atributos que complementam os demais *proxies* neles preservados, podendo dar inferências diretas do paleoambiente em que foi gerado (TARGULIAN; GORYACHKIN, 2004; LADEIRA, 2010).

A análise da assembleia de fitólitos que se preserva no solo é uma técnica que vem ganhando forte aplicabilidade no ramo de reconstituição paleoambiental, tanto pela sua resistência, durabilidade e preservação, quanto pela sua resposta sobre os processos e condições *in situ* do ambiente (FELIPE et al., 2015; STRÖMBERG et al., 2018; LIU et al., 2019).

2.4 FITÓLITOS: UM IMPORTANTE PROXY PRESERVADO NO SOLO

Fitólito, ou silicofitólitos (do grego *phyto*=planta e *lithos*=pedra) significa pedra produzida por plantas (PIPERNO, 2006). Embora exista fitólitos de oxalato de cálcio (calcofitólitos) e de sílica opalina (silicofitólitos), o termo fitólito se refere preferivelmente àqueles compostos por sílica com tamanho e formas identificáveis (CECCHET, 2012; FELIPE et al., 2015; PEARSALL, 2016; PIPERNO, 2006). Fitólito é o produto do acúmulo e deposição do ácido monossilício - H_4O_4Si absorvido do soluto do solo em diversas plantas vasculares, de árvores às gramíneas (PIPERNO, 1988). O ácido monossilício é transportado dentro da planta e depositado nas células (dentro e fora), por isso os fitólitos representam moldes fisiológicos do tecido da planta, com formas variadas, como representado na Figura 5, e são compostos por polímeros

sólidos de sílica hidratada ($\text{SiO}_2 \cdot n\text{H}_2\text{O}$ ou opala biogênica) (CUMMINGS, 1989; PIPERNO, 2006; RASHID et al., 2019).

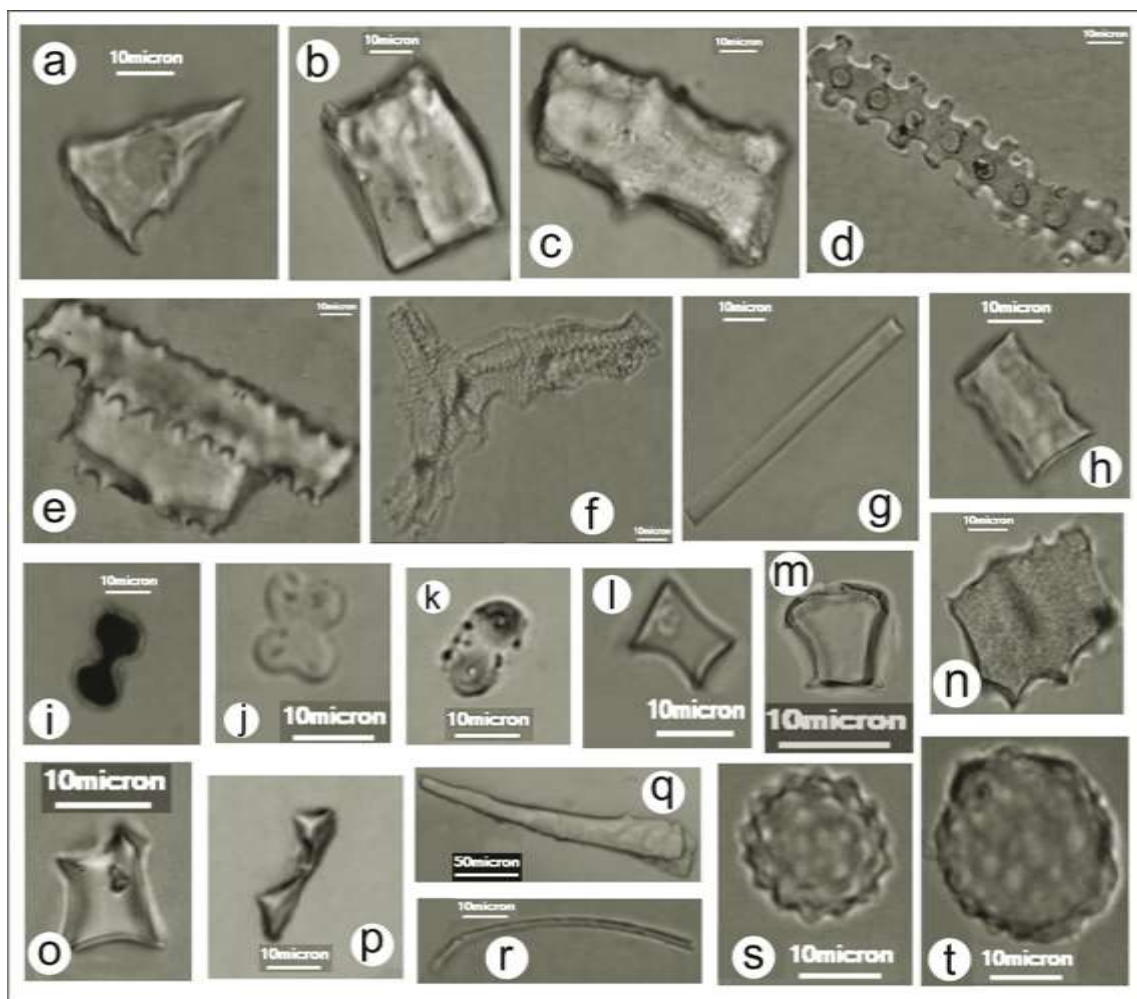


FIGURA 5. Fitólitos produzidos por famílias da Mata Atlântica.

A – Blocky triangular; B – Blocky; C – Tabular velloate; D – Elongate crenate; E – Tabular dentate; F – Tracheary anullate; G – Elongate; H – Blocky Poaceae epidermic cell; I – Bilobate; J – Cross; K – Papillate; L – Saddle; M – Bulliform flabellate; N – Blocky velloate (chusquea); O – Rondel; P – Conical (Cyperus); Q e R – Acute bulbosus; S – Spheroid echinate; T – Spheroid ornate.

Fonte: Mozer (2019). O e M ICPT (2019), descrição morfotipos ICPN 2.0.

Os corpúsculos possuem peso específico entre 1,5 e 2,3 g.cm⁻³ e são transparentes, com coloração caracteristicamente amarelada/rosada (dependendo do elemento ocluso ou absorvido) e tamanhos variados entre 2 e 200 µm frequentemente (podendo chegar a 1000 µm), que varia dependendo do esqueleto vegetal onde foi produzido (DREES et al., 1989).

2.4.1 Assembleia de fitólitos em solos e sedimentos

Após a morte da planta ou de parte dela, os fitólitos podem ser dissolvidos, passando a ser parte do ciclo do silício, ou os morfotipos podem ser incorporados a matriz mineral do solo e preservados nos solos, sedimentos ou depósitos arqueológicos por longos períodos, compondo a assembleia fitolítica (CABANES; SHAHACK-GROSS, 2015; RASHID et al., 2019). Dependendo das condições do ambiente ou grau de silicificação do próprio fitólito, este pode permanecer por longo período formando a assembleia estável (fóssil) ou se decompor formando a assembleia lábil que alimenta o ciclo do silício (ALEXANDRE; MEUNIER, 1997).

A assembleia de fitólitos preservada em solos e sedimentos reflete os fatores relacionados a questões de produção, dispersão, preservação e a identificação dos morfotipos fitolíticos (STRÖMBERG et al., 2018).

2.4.1.1 Produção

Os fitólitos são produzidos por muitos tipos de plantas, por vários motivos (MCMICHAEL; DE WOLF; LAND, 2019). A produção pode acontecer em praticamente todas as partes da planta, seja ela de porte pequeno ou grande, em tecidos epidérmicos, células respiratórias, caule, raiz, folhas etc (CARNELLI; THEURILLAT; MADELLA, 2004; NAWAZ et al., 2019).

A precipitação da sílica dentro e entre as células dos tecidos da planta ocorre em pH neutro sob condições de temperatura e pressão ambiente e depende, em grande parte, da evaporação e do metabolismo da água, já que pode ser “induzida biologicamente” ou “controlada biologicamente” (NAWAZ et al., 2019).

Não se sabe em específico o motivo pelo qual a planta absorve o Si para sua função morfo-fisiológica, pois o mesmo não é um nutriente essencial para a planta (EPSTEIN, 2001; CONLEY, 2002). Entretanto, o silício tem sido considerado um elemento necessário para muitas famílias de plantas, porque ele exerce forte função no organismo vegetal, como estimulante da fotossíntese, mitigador de tensões, tanto físico quanto químico (baixo pH e estresse hídrico), e também resistência a patógenos (TWISS; SUESS; SMITH, 1969; STRÖMBERG et al., 2018). Consequentemente a produção de fitólitos acontece em praticamente toda a planta, sendo diversos e

múltiplos os morfotipos ocorrentes em cada uma (MADELLA; ALEXANDRE; BALL, 2005).

a) Famílias produtoras

As plantas produzem fitólitos de diferentes formas (algumas formas são ilustradas na Figura 5). Há alguns morfotipos que possuem significado taxonômico em nível de família e, por vezes até subfamília, pois só ocorrem em uma única família (HODSON et al., 2005). Neste caso a redundância intrafamiliar não existe.

A redundância se trata da produção do mesmo morfotipo de fitólito em espécies e/ou famílias diferentes, taxonômicamente falando, já a multiplicidade refere-se a quantidade de formas distintas que são produzidas em toda a extensão da planta, ex: raízes, caule, folhas e etc. (ROVNER, 1971). A produção entre e intrafamiliar, ou até mesmo, intraespecífica, é variada e depende de fatores genéticos e ambientais. O Quadro 1 indica uma lista dos principais grupos de famílias de plantas produtoras de fitólitos e os respectivos morfotipos já identificados em cada uma delas e as respectivas imagens representadas na Figura 5.

De modo geral, as famílias pertencentes ao grupo das Eudicotiledoneae são plantas cuja acumulação de silício é considerada intermediária (EPSTEIN, 1999a, 1999c; ICPT et al., 2019; SOUZA, 2019). A família Arecaceae é classificada como alta acumuladora de Si (ESTEBAN et al., 2017; SOUZA, 2019), assim como as Cyperaceae (FERNÁNDEZ HONAINÉ; ZUCOL; OSTERRIETH, 2009; SOUZA, 2019) e as Poaceae (TWISS; SUESS; SMITH, 1969) que produzem mais fitólitos que as demais famílias citadas (EPSTEIN, 1999a, 1999c). Esteban et al. (2017) destacam que a produção nas monocotiledôneas pode ser até 20 vezes maior que em não-monocotiledôneas e a produção pode ser caracterizada em nível de subfamília para a Poaceae.

GRUPO/FAMÍLIA		MORFOTIPOS	Imagens	AUTORES
Eudicotiledôneas lenhosas:		Produzem <i>Spheroid ornate</i> , <i>Spheroid psilate</i> e <i>Blocky</i>	Figura 5 – A, B e T	ICPT et al., 2019; MERCADER et al., 2009
Areaceae (palmeiras)		Produtoras de <i>Spheroid echinate</i> , <i>Conical</i> e <i>Conical with basal projections</i>	Figura 5 – S	MERCADER et al., 2009; PRYCHID; RUDALL; GREGORY, 2003; WALLIS, 2003) (MORCOTE-RÍOS; BERNAL; RAZ, 2016; MORCOTE; GIRALDO; RAZ, 2015)
Cyperaceae		Produzem <i>Conical (cyperus)</i> são plantas que apresentam alta acumulação de Si	Figura 5 – K e P	(FERNÁNDEZ HONAINÉ; ZUCOL; OSTERRIETH, 2009; ICPT et al., 2019)
Poaceae	Panicoideae	<i>Bilobate</i> , <i>Polylobate</i> e <i>Cross</i>	Figura 5 – I e J	(TWISS; SUESS; SMITH, 1969; ESTEBAN et al., 2017; MORCOTE; GIRALDO; RAZ, 2015)
	Bambusoideae	Produzem <i>Bilobate</i> , <i>Cross</i> e <i>Saddle</i>	Figura 5 – I, J e L	
	Chloridoideae	Produzem como fitólito diagnóstico o morfotipo <i>Saddle</i> , tipicamente característico de ambiente quente e seco.	Figura 5 L	
	Pooideae	Gramíneas típicas de locais onde o clima é temperado, frio em zonas subtropicais ou área frias por altas elevações intertropicais ou áreas encharcadas. Possui como morfotipos diagnóstico o <i>Rondel</i> mas pode produzir <i>Bilobate</i> (do tipo <i>Stipa</i>)	Figura 5 O	

QUADRO 1. Exemplo de produções de fitólitos entre famílias

Fonte: Interior do Quadro 1 (Seção autores)

2.4.1.2 Deposição

A incorporação dos fitólitos no solo acontece através da decomposição da serapilheira acumulada pela perda parcial de folhas e membros de todas as plantas (ROVNER, 1971; PIPERNO, 2015; NAWAZ et al., 2019). Os fitólitos depositados comportam-se dentro do sistema solo da mesma maneira que os demais minerais compostos de Si (SOMMER et al., 2006). Após os microcorpúsculos de sílica serem incorporados ao solo estes podem ser carregados e posteriormente depositados em outras superfícies do solo através de processos pedogenéticos de adição/remoção/transporte dos sedimentos finos ou pelo transporte eólico de aerossóis (KEALHOFER; PIPERNO, 1998; PIPERNO, 2006, 2015; STRÖMBERG et al., 2018).

2.4.1.3 Preservação

Os fitólitos resistem a decomposição e a humificação dos tecidos orgânicos e podem, assim, se acumularem no solo compondo parte da fração silte da matriz mineral do solo (MCMICHAEL; DE WOLF; LAND, 2019), ainda que os fitólitos não sejam minerais, e sim biomineralizações (FERNÁNDEZ HONAINÉ; ZUCOL; OSTERRIETH, 2006). Em geral, a maior taxa de concentração de fitólitos é observada nos horizontes superficiais do solo (O e A) (ALEXANDRE; MEUNIER, 1997; JOUQUET et al., 2020). A preservação é maior em ambientes oxidados e com pouca matéria orgânica (CALEGARI, 2008). Ao envolver os fitólitos, os óxidos criam uma capa protetora que preserva essas biomineralizações dos processos químicos do solo (PEARSALL, 1989). Os fitólitos parcialmente dissolvidos tendem a se quebrar facilmente no ambiente durante o processo de translocação dentro do perfil, aumentando a superfície específica dos fragmentos e criando fissuras que abrem caminho para os processos de dissolução, afetando assim a preservação da assembleia de fitólitos em solos e sedimentos (PIPERNO, 1988; PEARSALL, 1989; MULHOLLAND, S. C; PRIOR, 1993).

A preservação da sílica biogênica nos horizontes superiores do solo é maior em relação a camadas mais profundas (geralmente em torno de 30 a 80 cm) e a concentração de fitólitos se estabiliza na mesma proporção (ALEXANDRE; MEUNIER,

1997; BOTTINELLI et al., 2015; JOUQUET et al., 2020; RODRIGUES, 2019). Essa distribuição diferenciada de fitólitos se deve pelos padrões bioquímicos e de translocação vertical do sistema solo (FISHKIS; INGWERSEN; STRECK, 2009). Os fitólitos mais solúveis são dissolvidos mais rapidamente na superfície, disponibilizando o silício para ser reabsorvido pelas raízes das plantas novamente e para os processos geoquímicos do solo (por exemplo, neoformação de argila, lixiviação etc.) (ALEXANDRE; MEUNIER, 1997). Conforme a profundidade do solo, o silício disponibilizado para reabsorção (tanto para plantas, quanto para neoformação) é derivado da dissolução de minerais compostos de silício, assim como em ambientes fluviais onde o silício disponibilizado para reabsorção provém de aluviões (LIU et al., 2019).

O grau de preservação individual dos fitólitos está diretamente condicionado ao ambiente de deposição (EPSTEIN, 2001). O nível do pH da solução do solo/sedimento, o teor de matéria orgânica, a superfície específica do fitólito e seu grau de silicificação são fatores que afetam diretamente a integridade dos morfotipos (EPSTEIN, 1999b, 2001; PIPERNO, 2006). A dissolução é acentuada em pH básicos (>8,2) e em pH muito ácido (2-3) (WILDING; SMECK; DREES, 1977). Desta forma solos/sedimentos altamente alcalinos e também muito ácidos são ambientes desfavoráveis a conservação e manutenção da assembleia de fitólitos (EPSTEIN, 1999a, 1999c; SOMMER et al., 2006).

No Brasil, estudos de fitólitos em solos derivados de rochas basálticas têm indicado maior durabilidade e preservação de fitólitos (CALEGARI et al., 2017a; CECCHET, 2015; FELIPE-EWALD, 2015). Isto corrobora estudos em outras regiões que indicam que o elevado teor de óxidos e hidróxidos de alumínio e ferro influenciam favoravelmente a preservação dos fitólitos, pois recobrem os grãos minerais e os fitólitos, criando uma película protetora em relação aos processos de dissolução que podem atacar as partículas (KATZ, 2018; LIU et al., 2019). Entretanto, os morfotipos menos densos e mais porosos tendem a não resistirem/se preservarem em ambientes oxidados por ferro e alumínio e são dissolvidos com maior facilidade (RASHID et al., 2019).

Em sedimentos marinhos têm sido observadas maiores taxas de dissolução dos fitólitos, em virtude do alto pH e pelo efeito catalítico do sal da água marinha (STRÖMBERG et al., 2018). O mesmo acontece em ambientes lacustres, onde o alto teor de moléculas orgânicas, mesmo com pH neutro e baixa temperatura, pode ocorrer dissolução da assembleia fitolítica em taxas significativas (STRÖMBERG et al., 2018).

Assim, havendo condições favoráveis, os fitólitos podem ser preservados por longos períodos de tempo, à exemplo daqueles preservados em material do Período Cretáceo, encontrado em perfeito estado (STRÖMBERG et al., 2018). Climas quentes e úmidos e alta atividade da fauna e da flora do solo diminuem o tempo médio de residência de um fitólito, que pode chegar apenas a 5000 anos (LIU et al., 2019).

2.4.1.4 Translocação

Os fitólitos, propriamente ditos, não tendem a se mover para camadas inferiores do solo, essa percolação é acometida por processos pedogenéticos onde os mesmos estão inseridos (ALEXANDRE; MEUNIER, 1997; PIPERNO, 2006; RASHID et al., 2019; STRÖMBERG et al., 2018). A composição da assembleia fitolítica em solos e sedimentos está relacionada a mobilidade e estabilidade dos morfotipos quando expostos a pedogênese e a bioturbação no solo (PEARSALL, 1989).

A granulometria do solo e circulação da água no perfil interferem na mobilidade dos fitólitos (HART; HUMPHREYS, 1997; PEARSALL, 2016). Solos de textura arenosa e com elevadas taxas de percolação vertical podem carrear fitólitos pelo processo de eluviação e, em superfície a circulação lateral da água pode retirar os fitólitos, juntamente com os finos por meio do processo de elutriação (RODRIGUES, 2019). Estudos têm indicado que o tamanho do fitólito interfere na translocação dentro do perfil (LIU et al., 2019). Morfotipos menores translocam mais que os maiores e o tipo de solo pode influenciar diretamente no transporte desses fitólitos (FISHKIS; INGWERSEN; STRECK, 2009). O teor de adsorção das partículas finas (argila e silte) também influencia no transporte do fitólito, uma vez que a capacidade de troca catiônica (CTC) dos sedimentos finos gera adsorção dos fitólitos e estes percolam junto para as camadas inferiores e sofrem os mesmos processos pedogenéticos de transporte (PEARSALL, 1989).

A bioturbação é outro importante fator que pode causar movimentação dos fitólitos no perfil de solo (HART; HUMPHREYS, 1997; JOUQUET et al., 2020). Em Espodossolos, por exemplo, a bioturbação exerce baixa influência no transporte enquanto em Latossolos ou solos mais desenvolvidos pedogeneticamente a atividade biológica é de maior influência no carreamento (FISHKIS; INGWERSEN; STRECK, 2009; JOUQUET et al., 2020; LIU et al., 2019). Ambientes frios diminuem a ação da fauna do solo, o que resulta em menor translocação de fitólitos por este agente (RODRIGUES, 2019). A herbivoria também é um fator de movimentação de fitólitos no perfil de solo, mas está diretamente relacionado a capacidade da fauna, sua digestão e a área de locomoção no ambiente em que os animais transitam e residem (FISHKIS; INGWERSEN; STRECK, 2009).

O transporte horizontal dos fitólitos também pode ser condicionado por ação do vento, do homem e do escoamento superficial (PEARSALL, 1989). O transporte eólico é bem menor em ambientes florestados em virtude da densidade arbórea que dificulta o deslocamento das partículas, assim, a assembleia de fitólitos do solo corresponde a uma resposta *in situ* da vegetação florestada.

O relevo é outro fator que afeta diretamente no transporte fitolítico, a erosão na vertente transporta os fitólitos para ambientes mais baixos, o que pode gerar quebra dos mesmos (LIU et al., 2019). Em ambientes fluviais há uma ressalva importante para estudos fitolíticos quanto a formação da assembleia preservada nos sedimentos fluviais. Dependendo do tamanho da bacia, os fitólitos podem chegar de vários pontos diferentes da vertente e trazidos até o leito do rio/lago, isso pode gerar interpretações equivocadas sobre a origem específica e posição geográfica da vegetação produtora (LIU et al., 2019). Por outro lado, os fitólitos, quando aplicados a estudos fluviais de pequenas bacias hidrográficas e de erosão possuem singular potencial em relação à cobertura vegetal, à robustez, às intempéries e baixa alteração química ao longo dos caminhos de deslocamento dos sedimentos. Estas características fazem dos fitólitos potenciais e adequados traçadores para estudos quantitativos de erosão (KRAUSHAAR et al., 2021).

2.4.2 Coleção de referência de fitólitos modernos (CRFM)

A análise de fitólitos, aplicada a estudos de reconstituição paleoambiental, tem sido empregada com maior intensidade nos últimos 40 anos (ZUCOL; BREA; PASSEGGI, 2008a), ainda que os silicofitólitos sejam conhecidos desde 1830, a partir dos trabalhos de Struve (1835) (STRÖMBERG et al., 2018).

Na América do Sul, os primeiros trabalhos com fitólitos foram realizados com Joaquín Frenguelli (1925, 1930, 1955), e somente no final do século XX ganham mais destaque, com um grupo de pesquisadores latinos que visualizaram a necessidade de organizar reuniões regulares acerca do estudo de fitólitos (ZUCOL; BREA; PASSEGGI, 2008b). Após esforços de uma organização sul-americana acerca da temática de análise de fitólitos que visasse a diminuição de custos da pesquisa, facilidades em correlação de estudos, apoio técnico e maior acessibilidade presencial para discussões é que se tem feito reuniões periódicas, denominadas “Encontro de Pesquisas Fitolíticas do Cone Sul”, sediada em países latinos (ZUCOL; BREA; PASSEGGI, 2008b).

No Brasil, os primeiros estudos vieram com os trabalhos de Luiz Gouveia Labouriau e seus colaboradores entre as décadas de 1950 e 1970, com plantas do Bioma Cerrado, (SENDULSKY & LABOURIAU, 1966; CAMPOS & LABOURIAU, 1969; SONDAHL & LABOURIAU, 1970). Os trabalhos acerca do tema só foram retomados ao final da década dos anos 2010, com trabalhos de Calegari (2008) e Coe (2009), onde após esse momento houve crescimento dos trabalhos envolvendo a técnica e principalmente a elaboração de coleções de referência no Brasil, que eram carentes na época (LUZ et al., 2015; RAITZ, 2012a; SOUZA, 2019).

A elaboração de uma CRFM salienta as particularidades da vegetação em foco, como: ciclos fotossintéticos, fisiologia, absorção e armazenamento de silício pelas plantas, que se apresentam através da quantidade e variedade de fitólitos que cada espécie e/ou família produz (RAITZ, 2012). Ressalta-se a família das gramíneas como a mais estudada das famílias de plantas em relação a sua produção fitolítica (por exemplo, TWISS; SUESS; SMITH, 1969; TWISS, 1992; CECCHET, 2012; RAITZ, 2012).

Elaborar a CRFM das plantas que compõem as atuais fitofisionomias facilita a aplicação da técnica e subsidia os estudos dos fitólitos modernos e as assembleias fitolíticas fósseis preservadas na matriz do solo para posterior interpretação e reconstituição de cenários pretéritos, sejam eles naturais ou antrópicos. Esse material reduz os entraves à análise fitolítica promovidos pela multiplicidade (quando uma planta é produtora de variadas morfologias de fitólitos) e redundância (quando um mesmo morfotipo de fitólito é produzido por muitas taxas) (ROVNER, 1971). Quanto mais famílias, subfamílias, gêneros e espécies forem estudadas e catalogadas de diferentes fitofisionomias modernas maior será a CRFM com valores taxonômicos restritos e assim mais precisas serão as interpretações (paleo)ambientais, etnobotânicas e arqueológicas baseadas nos resultados dessas CRFM (CECCHET, 2012; FELIPE, 2012; RAITZ, 2012).

O Quadro 2 resume, não de maneira exaustiva, algumas das coleções de referência de fitólitos já elaboradas em todos os continentes (1960-2020):

AMÉRICA DO SUL		
Autor (es)	Área estudada	Material analisado
Borrelli et al. (2011)	Planície pampeana, Argentina	Calcifitólitos e silicofitólitos de folhas de onze espécies aquáticas.
Fernández Pepi; Zucol; Arriaga (2012)	Tierra del Fuego, Argentina	Produção de fitólitos de <i>Festuca gracilima</i> (Poaceae, subfamília Poideae)
Coe et al. (2013)	Maricá, Rio de Janeiro, Brasil	40 espécies representativas de Restinga (Mata Atlântica)
Morcote-rios; Bernal; Raz, (2016)	Amazônia, Colômbia	Fitólitos de 92 espécies de palmeiras amazônicas
Pearsall (2015a, 2015b)	Amazônia costeira, Equador	Levantamento fitolítico: 65 espécies de ambiente florestado. Floresta xerofítica costeira, floresta mista decídua/perenifólia, floresta costeira perenifólia e floresta de planície amazônica
Raitz (2012) inédito	Sudoeste do Paraná, Brasil	Floresta Ombrófila Mista e Campo (Mata Atlântica) 30 famílias, 57 gêneros e 75 espécies.
Felipe (2012) inédito	Linhares, Espírito Santo, Brasil	Floresta Ombrófila Densa das Terras Baixas (mata de tabuleiro), Mata Atlântica. 13 espécies pertencentes a 8 famílias de plantas
Cecchet (2012) inédito	Linhares, Espírito Santo, Brasil	Estratos inferiores da Floresta Ombrófila Densa das Terras Baixas (mata de tabuleiro), Mata Atlântica. 18 espécies pertencentes a 5 famílias representativas da fitofisionomia.

Continua...

...Continuação

Watling & Iriarte (2013)	Guiana Francesa	Fitólitos da Savana costeira. 49 famílias, 92 gêneros e 108 espécies de gramíneas.
Calegari et al. (2016)	Linhares, Espírito Santo, Brasil	Campos Nativos da Mata Atlântica, compreendendo 29 espécies que representam 12 famílias da MA
Coe et al. (2017)	Ceará e Rio Grande do Norte, Brasil	Amostras de 33 espécies (de 16 Famílias) características da Caatinga brasileira
Souza (2019) inédito	Gália, São Paulo, Brasil	Amostras de folhas de 70 plantas que correspondem a 66 espécies agrupadas em 34 famílias da MA (Flor. Estac. Semidecidual
AMÉRICA DO NORTE		
Twiss; Suess; Smith (1969)	Texas e Kansas, Estados Unidos	Fitólitos de células epidérmicas em 17 espécies de gramíneas
Brown (1984)	América do Norte central	Formas e tamanhos de fitólitos de 12 espécies de gramíneas
Morgan-Edel et al. (2015)	Sudoeste árido dos EUA	Produção de fitólitos das espécies <i>Larrea tridentata</i> , <i>Coville</i> (que é característico dos áridos quentes norte-americanos), <i>Equisetum hyemale</i> L (cavalinha).
Lu & Liu (2003a)	China e sudeste dos E.U.A.	Comparação de fitólitos lobados de 250 espécies de relva (gramíneas) modernas.
Lu & Liu (2003b)	Sudeste dos E.U.A (Geórgia, Flórida e Louisiana)	Trinta e quatro espécies de gramíneas representativas de ambientes costeiros (pântanos salgados, pântanos de água doce/braqueca, florestas de pinheiros/ carvalhos, madeira dura marítima florestas e dunas de areia).
Yost & Blinnikov (2011)	Centro-norte da América do Norte	Produção de fitólitos de arroz selvagem (<i>Zizania spp.</i>)
ÁFRICA		
Cordova & Scott (2010)	África do Sul	30 espécies de gramíneas, 5 espécies de Cyperaceae e 20 espécies de Restionaceae
Runge (1999)	Congo (África tropical úmida)	Amostras de fitólitos de superfície de solo e de perfis de solo de floresta tropical do nordeste e leste africano
Cordova (2013)	Região do Cabo, África do Sul	Espécies de Poaceae C ₃ (gramíneas de estação fria) e espécies de Restionaceae, para indicadores de precipitação.
Fahmy (2008)	África tropical Ocidental	Morfologia e dimensões de fitólitos de 66 espécies pertencentes à tribo de gramíneas Paniceae
Katz; Lev-Yadun; Pua Bar (2013)	Egito/Israel	Concentrações de fitólitos em oito espécies de Asteraceae (três não-espinhosas e cinco espinhosas) e uma espécie de Poaceae (<i>Avena sterilis</i>)
Neumann et al. (2017)	África Ocidental	51 espécies de gramíneas endêmicas, pertencentes a 32 gêneros, representando todo o gradiente ecológico do Saara às zonas de savana guineense

Continua...

...Continuação

Novello & Barboni (2015)	África Subsaariana	67 espécies de gramíneas (incluindo 20 cereais silvestres) e 56 solos modernos para fins de interpretação de dieta de sociedades antigas
Rossouw (2009)	Interior da África do Sul	Produção de fitólitos de células curtas de 309 espécies de gramíneas (Poaceae)
EUROPA		
Carnelli; Theurillat; Madella, (2004)	Região central Alpes suíços	21 espécies endêmicas subalpinas e alpinas correspondente à linha de árvore dos alpes europeus
Carnelli; Madella; Theurillat, (2001)	Alpes suíços (Valais)	28 espécies de plantas alpinas pertencentes a 23 gêneros e nove famílias
Tsartsidou et al. (2007)	Norte da Grécia	62 táxons vegetais diferentes. 28 árvores, 1 conífera, 10 arbustos e 1 erva, 3 leguminosas anuais domesticadas e 19 monocotiledôneas.
ÁSIA		
An (2016)	China	Fitólitos modernos de 17 coníferas
Ge et al. (2011)	Montanha Changbai, nordeste da China	14 lenhosas (10 espécies de folhas largas e 4 coníferas)
Guo et al. (2012)	Pântanos da região montanhosa de Changbai (China)	31 espécies de plantas úmidas selecionadas, pertencentes a 14 famílias e 26 gêneros.
Kealhofer & Piperno (1998)	Tailândia, sudeste asiático	77 famílias de ambas as monocotiledôneas e dicotiledôneas. Um total de 800 amostras de diferentes partes de plantas de 377 espécies.
Kumari & Kumarasamy (2014)	Pitchavaram, distrito de Cuddalore, Índia	Doze angiospermas marinhas, florestas de mangue
Mazumdar (2011)	Índia	40 famílias de pteridófitas, 225 espécies
OCEANIA		
Marx et al. (2004)	Nova Zelândia	34 espécies / subespécies de Chionochloa (Danthonieae) e nove espécies / subespécies de Festuca (Poeae)
Wallis (2003)	Kimberley, Noroeste da Austrália	Folhas de 177 espécies de plantas não-Poaceae, representando 53 famílias (6 famílias monocotiledôneas e 47 dicotiledôneas).

QUADRO 2. Coleções de referência de fitólitos já elaboradas nos diferentes continentes.

2.4.2.1 Os sistemas de nomenclatura de fitólitos

O objetivo de todo sistema de classificação é ordenar/organizar argumentos baseados nos atributos mais relevantes de uma determinada entidade, neste caso, os fitólitos. Para padronização de uma nomenclatura para os fitólitos, ao longo do tempo, os sistemas de nomenclatura fitolítica têm seguido três abordagens gerais: Taxonômica, Tipológica e Taxonômico-tipológica (ICPT et al., 2019; MADELLA; ALEXANDRE; BALL, 2005).

Taxonômica: procura estabelecer ligação direta entre um tipo de fitólito (morfotipo) e um táxon de planta (ex. banana, arroz etc.). É usada por muitos pesquisadores especializados em arqueologia e paleoecologia (ICPT et al., 2019; MADELLA; ALEXANDRE; BALL, 2005).

Tipológica: nesse sistema não existe necessariamente uma ligação direta entre uma planta e o tipo de fitólito (morfotipo). Os tipos são descritos de acordo com as características visuais (ex. geometria, aparência geral etc.). Exemplos precursores desta classificação podem ser encontrados em Bertoldi de Pomar (1971) que propôs uma classificação estritamente morfológica, onde subdividia em dois grupos: Microsilicofitólitos (estrobilolita, doliolita, bacilolita, petasusita, braquiolita, nuxolita) e Macroilicofitólitos (prismatolite, aculeolite, flabelulite, longolite, proteolite). Novas aproximações de classificação foram propostas por Power-Jones (1992) e por Parra e Flórez (2001) que se basearam nos caracteres morfológicos dos fitólitos, não articulados, e seguiram parcialmente as diretrizes delineadas por Bertoldi de Pomar (1971) para nomenclatura e propuseram um sistema baseado em três níveis: o morfotribo, o morfogênico e as morfoespécies; há também a escola australiana, com Bowdery et al. (2001), que se basearam no fato de que os fitólitos são tridimensionais, corpos que podem possuir mais de uma morfologia identificável ou diagnóstica, partindo de princípios geométricos, não subjetivos.

Taxonômico-tipológica: maioria das nomenclaturas usadas atualmente. A informação taxonômica é valorizada, quando conhecida, pela sua utilidade. Os tipos de fitólitos que são conhecidos por pertencerem a grupos específicos ou por serem redundantes frequentemente são descritos simplificadaamente usando diferentes abordagens.

Assim, para fins de padronização e comparação entre estudos de coleção de referência ao redor do mundo, nos anos 2000, Madella; Alexandre; Ball (2005) sistematizaram o primeiro Código Internacional de Nomenclatura de Fitólitos (ICPN 1.0) baseado na abordagem taxonômica-tipológica. Nesta sistemática são apresentadas as orientações primeiras para a padronização da identificação de fitólitos em escala mundial. Após 13 anos, para fins de atualização e ressalvas, o Comitê Internacional de Taxonomia de Fitólitos – ICPT publicou em 2019 o ICPN 2.0. Neste são apresentadas novas formas de fitólitos identificáveis e novas agregações entre as famílias de plantas.

A padronização na nomenclatura dos morfotipos de fitólitos ajuda a reduzir possíveis erros em identificações e minimizar as possíveis confusões que possam ser criadas, além de permitir a comparação entre coleções de diferentes regiões do globo.

2.4.3 Índices Fitolíticos: ferramentas para interpretações ambientais e climáticas

Alguns índices têm sido propostos e calculados visando auxiliar na discriminação da vegetação e na interpretação das condições climáticas/ambientais ao longo da evolução da vegetação em estudos de reconstituição (BREMONT et al., 2005a; L. DIESTER-HAAS; SCHRADE; THIEDE, 1973; TWISS, 1992). Uma extensa revisão sobre esse tema é apresentada em Strömberg et al. (2018). Os índices mais utilizados e citados na literatura corrente correspondem àqueles que avaliam a densidade da cobertura arbórea (D/P), a relação umidade x aridez (Iph) e as condições climáticas (Ic). O quadro 3 abaixo demonstra os índices frequentemente utilizados na literatura.

Índices de Estrutura Vegetal				
Nome do índice	Tipo*	Fórmula	Definição	Referência
Índice D / P	Gramíneas dep.	D/P	D = <i>fitólitos circular rugose</i> ; P = <i>dumbell (bilobate) + cross + saddle GSSCPs + point-shaped (trichomes) + fan-shaped (bulliforms) + elongates</i>	(ALEXANDRE, 1997)

Continua...

Nome do índice	Tipo*	Fórmula	Definição	Referência
Índice D / P	Gramíneas dep.	D/P	D = fitólitos <i>rough spherical</i> ; P = <i>dumbell</i> + <i>cross</i> + <i>saddle</i> + <i>conical</i> + <i>polylobate</i> GSSCPs + <i>point-shaped</i> (trichomes) + <i>fan-shaped</i> (bulliforms)	(BREMONT et al., 2005a)
Índice D / P	Gramíneas dep.	Funções de transferência relacionando D / P com LAI	D = <i>globular granulate</i> ; P = <i>saddle</i> + <i>cross</i> + <i>dumbell</i> GSSCPs + <i>point-shaped</i> + <i>fan-shaped</i>	(BREMONT et al., 2005a)
Índice D / P	Gramíneas dep.	D/P°	D = <i>globular granulate</i> ; P = <i>bilobate</i> + <i>cross</i> + <i>saddle</i> + <i>rondel</i> + <i>trapeziform</i> <i>polylobate</i> + <i>trapeziform</i> GSSCPs	(BREMONT, 2008)
Índice D / P	Gramíneas dep.	D/P	D = soma de fitólitos decorados <i>globulares</i> (incluindo <i>nodular</i>), excluindo os tipos <i>echinates</i> (palmas); P = GSSCPs	(NEUMANN et al., 2009)
Índice D / P	Gramíneas dep.	D/P	D = <i>rugulose spheres</i> + <i>sclereids</i> ; P = GSSCPs + <i>elongates</i> + <i>trichomes</i> + <i>bulliforms</i>	(STRÖMBERG, 2002)
Razão FI / t	Gramíneas dep.	FI TOT/FI TOT + GSSCP	FI TOT = totais do indicador florestal; GSSCP = fitólito de células curtas de sílica de grama total	(STRÖMBERG, 2007b)
Nome do índice	Tipo*	Fórmula	Definição	Referência
Índice D / P + pólen arbóreo vs. pólen não-arbóreo	Gramíneas dep.	$LAI = 2.216 \ln(D/P + 1) + 0.885 \ln(AP/NAP + 1)$	D = <i>rough e smooth spherical</i> ; P = <i>dumbell</i> + <i>cross</i> + <i>saddle</i> + <i>conical</i> + <i>polilobate</i> GSSCPs; AP = pólen-arbóreo; NAP = pólen não-arbóreo	(ALEMAN et al., 2012)
rLAI (LAI reconstruído)	Gramíneas indep.	$rLAI = 0.0012 PA + 10.4188 PUI - 13.1621$	PA = área média do fitólito epidérmico anticlinal; PUI = ondulação média do fitólito epidérmico anticlinal	(DUNN et al., 2015b)

...Continuação

Índices Climáticos				
Iph - Índice de Aridez	Gramíneas dep.	Chloridoid <i>saddles</i> / (chloridoid <i>saddles</i> + <i>panicoid</i> + <i>dumbell</i> + <i>cross</i> GSSCPs)	Proporção relativa de gramíneas cloridóides C ₄ com gramíneas panicoides C ₃	(DIESTER-HAAS, L.; SCHRADER; THIEDE, 1973)
IC - Índice Climático	Gramíneas dep.	Ic (%) = (<i>rondel</i> + <i>trapeziform polylobate</i> + <i>trapeziform short cell</i>) / (<i>rondel</i> + <i>trapeziform polylobate short cell</i> + <i>trapeziform short cell</i> + <i>saddle</i> + <i>cross</i> + <i>bilobate</i> GSSCPs)	Proporção relativa de gramíneas <i>pooid</i> de todas as gramíneas C ₃ presente	(TWISS, 1992) (TWISS; DORT JR.; SORENSON, 1987)
FS - Índice de estresse hídrico	Gramíneas dep.	Fs = % <i>fan-shaped bulliforms</i> /(GSSCP – <i>elongates</i>)	Proporção relativa de fitólitos em forma de leque de todos os tipos de fitólitos de grama excluindo <i>elongates</i>	(BREMONT et al., 2005b)
AET / PET - Priestly - coeficiente de Taylor	Gramíneas dep.	AET/PET (%) = $a_0F_s + a_1I_{ph} + a_2(I_{ph}-20)^2$	$a_0 = -0,605$; $a_1 = -0,387$; $a_2 = 0,272$; F_s = Água Índice de estresse; I_{ph} = Índice de Aridez	(BREMONT et al., 2005b)
*Gramíneas dep. = gramínea dependente; gramíneas indep. = gramínea independente				

QUADRO 3. Índices fitolíticos utilizados para reconstrução de *habitat* e clima atualmente em uso

Fonte: Adaptado de Strömberg et al. (2018)

Os índices utilizados neste trabalho são descritos a seguir, de acordo com com seus preconizadores. As fórmulas estão descritas no tópico 4.2.4.6 e aqui foram sumarizadas e apresentadas a seguir:

a) Índice de cobertura arbórea (D/P): expressa a relação entre o número de fitólitos de Eudicotiledôneae (D) e os de Poaceae (P) (ALEXANDRE, 1997; BREMOND, 2008). Valores elevados indicam vegetação mais arborizada (floresta), enquanto valores baixos indicam predomínio de vegetação aberta.

b) Índice de aridez Iph = (Chloridoideae/Chloridoideae + Panicoideae)] x100: expressa a porcentagem de Chloridoideae entre as Poaceae C₄ Panicoideae (DIESTER-HAAS, L.; SCHRADER; THIEDE, 1973; TWISS, 1992; BREMOND, 2008). Valores elevados indicam vegetação aberta, e/ou pastagens dominada por Chloridoideae xerófita,

adaptadas a condições mais secas e valores baixos indicam predomínio de gramíneas Panicoideae mesofíticas, adaptadas a condições mais quentes e úmidas.

c) Índice climático $I_c = (Pooideae/Pooideae + Chloridoideae + Panicoideae) \times 100$: proporção de gramíneas de ciclo fotossintético C_3 dentre as Poaceae (BREMONT, 2008; TWISS, 1992). Valores elevados sugerem condições climáticas frias, enquanto baixos valores indicam condições quentes.

Os índices fitolíticos demonstram ser excelentes meios de interpretação das variáveis ambientais pretéritas, através de dados quantitativos. No Brasil, esta aplicação estatística já vem sendo utilizada desde a década de 2000, com trabalhos de Calegari (2008) para as Regiões Sudeste e Sul e Coe (2009) para a Região Sudeste.

2.5 ANÁLISE ISOTÓPICA ($\delta^{13}C$) DA MATÉRIA ORGÂNICA DO SOLO

O solo registra de diversas maneiras as várias mudanças da vegetação na superfície terrestre e através de técnicas, como a análise de isótopos estáveis do carbono (^{12}C e ^{13}C) é possível inferir e interpretar tais registros de maneira mais coerente e precisa.

Para a compreensão do uso desse registro é necessário entender a dinâmica do carbono no ambiente. O elemento carbono (C) possui dois isótopos (átomos de C com mesmo nº de prótons, porém massas diferentes) de ocorrência natural e estáveis, o ^{12}C e ^{13}C , sendo o primeiro mais abundante na natureza do que o segundo, representando $\cong 98,89\%$ e $1,11\%$, respectivamente (GOUVEIA et al., 1999).

A razão desses dois isótopos ($^{13}C/^{12}C$) em materiais naturais varia em relação aos valores descritos, como resultado do fracionamento isotópico durante processos físicos, químicos e biológicos (PESSENDA et al., 2015). A variação isotópica é muito baixa na vegetação e na matéria orgânica do solo (MOS), onde os materiais com maior presença de ^{13}C são mais enriquecidos e os com maior presença de ^{12}C são mais empobrecidos, isotopicamente falando, por aproximadamente 2‰ ou 20 partes por mil (‰) (PESSENDA; LISI; GOUVEIA, 1998; PESSENDA et al., 2015).

2.5.1 Ciclos fotossintéticos C₃, C₄ e CAM e suas implicações ecológicas

Para compreender a diferença no padrão fotossintético de cada planta é necessário entender as etapas que ocorrem em seu sistema fisiológico após a absorção da energia solar. A fotossíntese é o processo bioquímico responsável pela fixação do carbono, a conversão de CO₂ atmosférico em compostos orgânicos para a planta (RINTOUL et al., 2016). Duas etapas principais ocorrem durante a fotossíntese: a primeira é dependente da luz onde a energia luminosa é absorvida por pigmentos fotossintetizantes, como por exemplo a clorofila, que convertem a luz em energia química. A segunda etapa é não-dependente de luz, esta utiliza a energia química gerada na primeira etapa para reduzir o C absorvido e gera uma ligação do C a uma molécula orgânica na estrutura da planta. A partir da segunda etapa, que é baseada nas características fisiológicas e bioquímicas da planta em relação a fotossíntese que a mesma faz, é que se é possível caracterizá-las em padrões C₃, C₄ ou CAM (RAVEN, P. H.; EVERT, R. F.; EICHHORN, 1996; RINTOUL et al., 2016).

É a diferença na estrutura fisiológica entre as plantas C₃, C₄ e CAM que reflete as condições ecológicas dos ambientes em que predominam e estes padrões fotossintéticos geralmente são distintos. Além disso, podem resultar em diferenças nas composições isotópicas de carbono da matéria-orgânica vegetal, principalmente entre plantas C₃ e C₄ (PESSEDA et al., 2015). Descreve-se a seguir, sucintamente, os diferentes padrões fotossintéticos das plantas e as condições ambientais em que elas se desenvolvem e também sua capacidade isotópica.

I. Ciclo C₃ (Ciclo de Calvin)

Este ciclo, em específico, refere-se diretamente sobre a catalisação do carbono do CO₂ por moléculas orgânicas através da enzima chamada RuBisCO, presente nas plantas (RINTOUL et al., 2016). A maioria das plantas realizam o Ciclo de Calvin, porém somente aquelas que realizam unicamente esse ciclo é que são denominadas plantas de padrão C₃ (RAVEN, P. H.; EVERT, R. F.; EICHHORN, 1996). As plantas C₃ são mais adaptadas a ambientes frios/quentes e úmidos (RINTOUL et al., 2016). A razão isotópica $\delta^{13}\text{C}$ da matéria orgânica de seu sistema vascular normalmente está entre -33‰ e -20‰ (Valor médio -26,5‰) (BENDER, 1971).

II. Ciclo C₄ (Ciclo de Hatch-Slack)

Uma segunda forma de diminuição e retenção do C em moléculas orgânicas é a utilização da enzima PEP-carboxilase. Quando as plantas processam o ciclo de Hatch-Slack ou também chamado Via C₄, utilizado em conjunto com o Ciclo de Calvin, estas recebem o nome de plantas C₄. A maioria das famílias de gramíneas, cerca de 20, do filo das Angiospermas, apresentam espécies C₄, porém existem famílias que apresentam espécies que utilizam ambos padrões, à exemplo de algumas pertencentes as famílias Poaceae e Cyperaceae (RAVEN, P. H.; EVERT, R. F.; EICHHORN, 1996). As plantas C₄ são adaptadas a ambientes quentes, abertos e ensolarados, de menor umidade (RINTOUL et al., 2016). A razão isotópica $\delta^{13}\text{C}$ da matéria orgânica do sistema vascular das plantas C₄ está entre -17‰ e -9‰ (Valor médio -13‰) (BENDER, 1971).

III. Plantas CAM (Crassulacean Acid Metabolism)

Assim como as plantas C₄, as plantas CAM realizam os dois ciclos (Calvin e Hatch-Slack) (PESENDA et al., 2015). Porém, as plantas CAM fixam o carbono através da PEP-carboxilase somente na falta de luz. Os estômatos, responsáveis pela entrada do CO₂, se abrem a noite e então ocorre a fixação pela PEP-carboxilase. Quando posteriormente há luz, ocorre novamente a fixação do C através da RuBisCO (PESENDA et al., 2015).

As espécies de plantas CAM representam ao menos 23 famílias do filo das Angiospermas, sendo as cactáceas e bromeliáceas as mais conhecidas (RAVEN, P. H.; EVERT, R. F.; EICHHORN, 1996). As plantas CAM são adaptadas a ambientes muito quentes e secos e possuem alta eficácia no uso da água (RINTOUL et al., 2016). Diferentemente das plantas C₃ e C₄, os valores da razão isotópica $\delta^{13}\text{C}$ das plantas CAM apresentam-se muito variáveis. As espécies que exibem o metabolismo CAM obrigatoriamente têm valores de $\delta^{13}\text{C}$ similares aos das plantas C₄, e necessariamente aquelas espécies que exibem metabolismo CAM facultativo têm valores de $\delta^{13}\text{C}$ entre -28‰ e -10‰, equivalentes àqueles encontrados nas plantas C₃ ou C₄ (BENDER, 1971; BOUTTON, 1996).

Assim como citado, plantas vasculares podem ser divididas em dois grupos em referência a sua composição isotópica, plantas C₃ e C₄ (BENDER, 1971), as quais representam grupos com distintas propriedades ecológicas. A composição isotópica do carbono da matéria orgânica do solo permite identificar as comunidades vegetais que ocorreram ao longo da formação do solo, se eram plantas C₃ ou plantas C₄. Essa noção tem sido empregada como apontamento das alterações de vegetação e como base para deduções paleoclimáticas (BOUTTON, 1996; PESSENDA et al., 2015). Somente quando há uma variação maior que 4‰ na razão isotópica $\delta^{13}\text{C}$ é que se considera haver mudança na estrutura da vegetação (BOUTTON, 1996).

2.5.2 Estudos e aplicabilidades da $\delta^{13}\text{C}$ no estado de São Paulo, Brasil

Sabe-se que após o UMG, há aproximadamente 18.000 anos AP, o globo terrestre entrou em sua fase interglacial e, em específico o continente sul-americano, reflete variabilidades climáticas, resultando em alternâncias entre climas úmidos e secos (NETO; NERY, 2005). Registros de transições vegetativas corroboram com dados de transições climáticas e em específico no Brasil alguns estudos de reconstituição paleoambiental, utilizando dados de $\delta^{13}\text{C}$, já obtiveram algumas respostas. A Figura 6 espacializa alguns pontos de estudos que utilizaram a análise isotópica do ^{13}C para o estado de São Paulo. Na Tabela 1 são resumidos os principais resultados desses estudos que assinalam alterações na estrutura da vegetação, seja em consequência das alterações nas condições ambientais, seja pela ação antrópica.

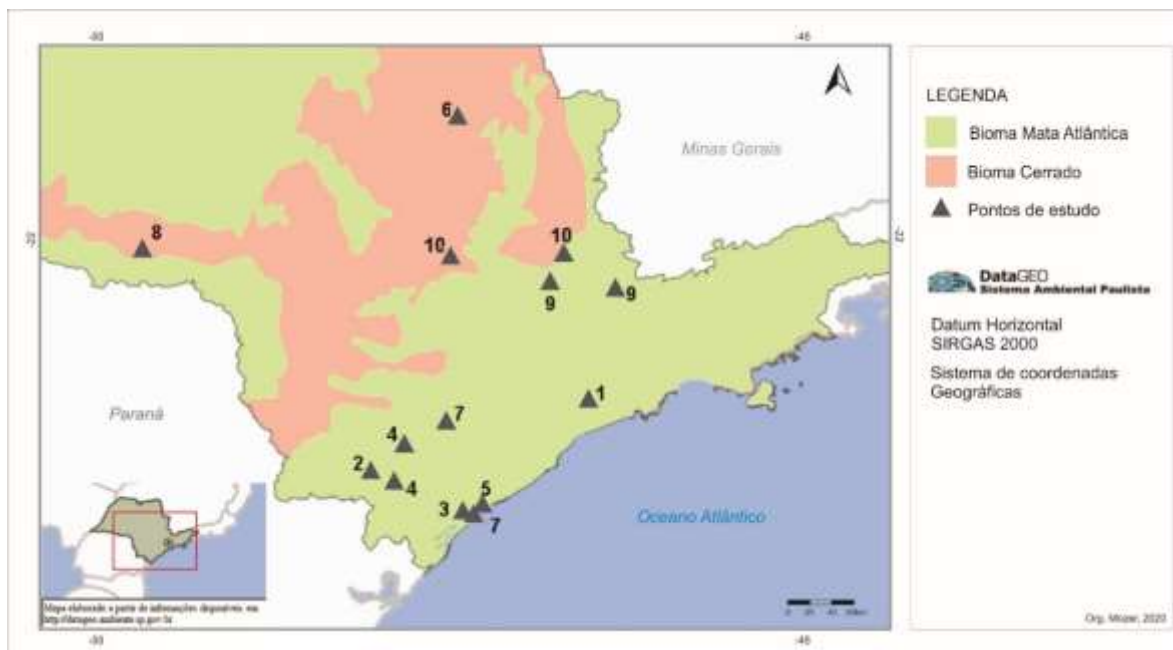


FIGURA 6. Localização de estudos realizados no Estado de São Paulo empregando análises de $\delta^{13}\text{C}$.

Fonte: (BOROTTI FILHO, 2013; CALEGARI, 2008; KAMMER, 2018; MOFATTO, 2005; PASSARINI JUNIOR, 2009; PESSENDA et al., 2004; SAIA, 2006; SILVA, 2014; SOUZA et al., 2013; VIDOTTO, 2008).

Tabela 1. Estudos utilizando análises de $\delta^{13}\text{C}$ para o estado de São Paulo, breve revisão

Nº Figura 6	Autor	Área	Material analisado	Condições ecológicas
1	Mofatto (2005)	Parque Serra do Mar – Núcleo Curucutu - Itanhaém	Cambissolo (Solo)	Transição de vegetação C_4 para C_3 da base ≈ 15000 AP ao topo do perfil estudado, possível mudança de um clima seco (pleistocênico) para úmido, após UMG.
2	Passarini Junior (2009)	Parque Estadual Turístico do Alto Ribeira - Iporanga	Sedimento lacustre	Da base (2350 anos AP) houve presença de floresta (C_3), somente em 1650 anos AP ao topo houve enriquecimento isotópico (surgimento de plantas C_4), possível ação humana (gráficos com cotovelo antrópico).
3	Borotti Filho (2013)	Cananeia/Iguape – Ilha do Cardoso	Solo de Manguezal	Possível presença de uma floresta mais fechada, floresta ombrófila (reco do mar), somente em ≈ 1240 anos AP provavelmente o mangue se instaurou.

...Continua

...Continuação

Nº Figura 6	Autor	Área	Material analisado	Condições ecológicas
4	Saia (2006)	Parque Estadual Turístico do Alto Ribeira – PETAR, Iporanga	(Solo) Cambissolo e sedimentos lacustres	Em 30000 a 16000 AP encontrou-se indícios de um ambiente mais aberto (plantas C ₄) decorrente de um clima seco, a partir de 16000 provavelmente se instaurou um ambiente florestado (Com plantas C ₃), com um possível clima úmido instituído.
4	Saia (2006)	Parque Estadual Intervales – PEI, Ribeirão Grande	(Solo) Cambissolo	Mesmo possível ambiente, mais aberto (plantas C ₄) decorrente de um clima seco, Após 14000 AP provavelmente houve umidificação do clima, com possível predominância da atual floresta mais densa
5	Silva (2014)	Cananeia/Iguape	Organossolo (turfeira)	No perfil de solo, em torno de 400cm, sempre houve a predominância de um ambiente florestado, decorrente de um clima úmido, desde 7000 AP.
6	Souza et al. (2013)	Estação Ecológica Jataí (EEJ)	(Solo) Neossolo Flúvico	10000 AP até 2000 AP houve a predominância de um clima provavelmente seco, com presença de plantas C ₄ , a partir daí houve mescla dos padrões C ₃ e C ₄ (campo + floresta)
7	Vidotto (2008)	Cananeia/Iguape – Ilha do Cardoso	(Solo) Espodossolo	Os valores encontrados indicam a predominância da floresta de restinga em grandes profundidades, porém em 4.000-3.000 anos AP há indícios de abertura nessa floresta, provável mescla de campo/floresta
7	Vidotto (2008)	Parque Estadual Carlos Botelho – São Miguel Arcanjo	(Solo) Cambissolo	25.000-15.000 anos AP. houve o predomínio de campo (plantas C ₄), após, com possível instauração de um clima mais úmido, houve empobrecimento isotópico e começo da atual floresta (predomínio de plantas C ₃).

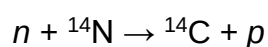
...Continua

...Continuação

8	Kammer (2018)	Estação ecológica de Assis – Assis	(Solo) Latossolo	Em torno de 6.286 Cal A.P. havia o predomínio de um campo aberto, possível cerrado <i>strictu</i> , porém ao topo houve um empobrecimento isotópico, possível instauração da atual floresta (Cerradão).
9	(CALEGARI, 2008)	Bragança Paulista	(Solo) Latossolo	Houve provavelmente mudança de um ambiente aberto, campo, com forte presença de plantas C ₄ , até 5190 anos AP, em diante, até o presente, houve provável instauração de um clima úmido e o surgimento da atual condição florestada.
9	(CALEGARI, 2008)	Campinas	(Solo) Latossolo	De 6.700 anos cal AP encontrou-se valores que representam florestas desde a base, apenas ao topo (em torno de 2770 anos cal AP) houve pouco enriquecimento, tendência de surgimento de plantas C ₄ , provavelmente por ação do homem (cotovelo antrópico)
10	Pessenda et al. (2004)	Piracicaba e Jaguariúna	(Solo) Latossolo	Entre o Holoceno inferior e o Holoceno médio encontrou-se um predomínio de plantas C ₄ que pode ser decorrente de um clima mais seco

2.6 DATAÇÃO por ¹⁴C

O método de datação por ¹⁴C foi desenvolvido por Willard Frank Libby, em 1949 (PESSENDA et al., 2015). O isótopo radioativo ¹⁴C (formado por 8 nêutrons e 6 prótons) é estabelecido naturalmente na alta atmosfera pelo choque de um nêutron, gerado da ação de raios cósmicos, com um átomo de ¹⁴N (composto por 7 nêutrons e 7 prótons) (PESSENDA, L.C.R.; LISI, C.S.; GOUVEIA, 1998; SCHEEL-YBERT, 1999). Esse choque faz com que o ¹⁴N perca um próton e receba um nêutron, transformando-se em ¹⁴C, segundo a fórmula a seguir (PESSENDA et al., 2015):



n = Nêutron, N = Nitrogênio, C = Carbono, p = Próton

A instabilidade do ^{14}C sofre declínio radioativo, com meia-vida física próxima a 5730 anos (± 30 anos). Nesse declínio ou decaimento, um átomo de ^{14}C emite um elétron (partícula beta) e um nêutron é transformado em próton e gera um átomo de ^{14}N (PESSENDA, L.C.R.; LISI, C.S.; GOUVEIA, 1998; PESSENDA et al., 2015).

Uma vez formados, os átomos de ^{14}C são incorporados ao CO_2 atmosférico e assimilados no ciclo do carbono dos organismos vivos, da mesma forma que os átomos dos dois isótopos estáveis, ^{12}C e ^{13}C (SCHEEL-YBERT, 1999). Como a taxa de produção de ^{14}C na alta atmosfera é constante, a relação $^{14}\text{C}/^{12}\text{C} \approx 1,3 \times 10^{-12}$ encontrada no estoque de carbono na atmosfera é muito próxima àquela encontrada nos organismos vivos (BROECKER, 2003).

Ao longo da vida dos organismos (plantas ou animais), os isótopos de carbono estão constantemente sendo incorporados aos seus tecidos e mantem a razão $^{14}\text{C}/^{12}\text{C}$ (PESSENDA et al., 2015). Porém, com a morte do organismo essa incorporação de C cessa e a partir desse momento inicia-se a desintegração radioativa do ^{14}C , o que resulta, ao longo do tempo, no decaimento radiativo do ^{14}C na matéria orgânica que perdurar (BROECKER, 2003).

A técnica de datação por ^{14}C se baseia na mensuração da quantidade do isótopo radioativo remanescente em materiais de procedência orgânica que em algum período do passado absorveram o carbono da atmosfera. Após mensurada a quantidade de ^{14}C resultante é possível avaliar o tempo decorrido desde a morte do organismo, (PESSENDA, L.C.R.; LISI, C.S.; GOUVEIA, 1998; PESSENDA et al., 2015), conforme a seguinte equação:

$$N = N_0 [2^{-(t / T_{1/2})}]$$

Onde: N é o número de átomos de ^{14}C que ainda não se desintegraram; N_0 é o número de átomos presentes no instante $t=0$; $T_{1/2}$ é a meia vida do ^{14}C ; t é o intervalo de tempo (PESSENDA, L.C.R.; LISI, C.S.; GOUVEIA, 1998; PESSENDA et al., 2015).

Este método de datação é uma ferramenta colaborativa de grande importância nos estudos de reconstituição paleoambiental, haja vista que gera dados precisos, em termos cronológicos, da matéria orgânica do solo, onde ela pode inferir diretamente o momento em que o ambiente sofreu mutações (SCHEEL-YBERT, 1999). A datação

por ^{14}C pode registrar idades de até ~57 mil anos da MOS (PESSEDA et al., 2015). Um dos métodos de datação do ^{14}C é por meio da cintilação líquida. Nesta técnica quanto menor a radioatividade dos átomos restantes detectada na amostra, menor a quantidade de ^{14}C . Um avanço significativo na capacidade de datar o ^{14}C foi a introdução da espectrometria de massa acelerada “Accelerator Mass Spectrometry” – AMS (MULHOLLAND, S. C; PRIOR, 1993). Essa técnica se baseia na contagem dos próprios átomos de ^{14}C existentes na amostra, aumentando assim a precisão da idade da amostra, permitindo alcance maior em termos de anos antes do presente (BROECKER, 2003).

Em decorrência dos testes nucleares efetivados pelos Estados Unidos e União Soviética da década de 1950, resultaram considerável aumento da concentração de ^{14}C na atmosfera, gerando irregularidades nas idades obtidas em comparação às idades de calendário (BROECKER, 2003). Isto levou a necessidade de calibração das idades obtidas pelas datações ao ^{14}C em relação aos anos de calendário (BROECKER, 2003). A dendrocronologia foi uma técnica utilizada para este fim de calibração, por meio dos anéis de crescimento de árvores (PESSEDA; LISI; GOUVEIA, 1998). Essa calibração é aplicada a amostras de origem terrestre, cuja fonte de CO_2 é a atmosfera, gerando a unidade “anos antes do presente – A.P” (sendo o presente o ano de 1950) para amostras não calibradas; para amostras calibradas “anos antes do presente calibrados – anos cal. A.P”. A partir de 1965-66 os níveis de ^{14}C na atmosfera diminuiriam, em decorrência do fim dos testes nucleares, normalizando os níveis de concentração a similares aos anos 1950 (BROECKER, 2003; PESSEDA et al., 2015).

Uma técnica promissora, que vem caminhando a passos estreitos a ser a ideal para obter idades de amostras em diferentes áreas, é a própria datação por ^{14}C em fitólitos (SANTOS et al., 2010). Como o carbono ocluído no fitólito é efetivamente selado pela sílica (desde o momento da formação do fitólito) contra a contaminação pós-deposição, eles representam uma cápsula de tempo ideal para uso em datação por radiocarbono (BLINNIKOV, 2007). As idades ^{14}C obtidas diretamente do carbono orgânico aprisionado no interior dos fitólitos recuperados de sítios arqueológicos e paleoecológicos tornaram-se uma fonte importante de informações cronológicas na

pesquisa neotropical e se datadas pelo método AMS, se tornaria, teoricamente a mais precisa (RASHID et al., 2019).

A datação de fitólitos fornece pelo menos uma vantagem sobre outros tipos de materiais por possuir C diretamente em sua composição. As manchas escuras visíveis nos fitólitos translúcidos podem representar pedaços do material celular original preso dentro do gel de sílica e subsequentemente encapsulado no fitólito (MULHOLLAND, S. C; PRIOR, 1993).

Alguns pesquisadores questionam a fonte original do próprio carbono fitolítico, sugerindo que, em vez de ser predominantemente derivado da fotossíntese do CO₂ atmosférico, durante o crescimento da planta, este estaria em equilíbrio com o teor de ¹⁴C atmosférico após a morte da planta, conforme assumido na análise ¹⁴C geral (RASHID et al., 2019). Estes mesmos autores apresentam um contraponto em que o ¹⁴C da matéria orgânica do solo (MOS) mais antiga poderia entrar nas plantas modernas através do sistema radicular e se incorporar intra ou entre os fitólitos, distorcendo assim suas idades (ver discussões em Hodson, 2012; Santos, et al. 2010, 2012a, b; Sullivan e Parr 2012).

Como qualquer técnica nova, a datação de fitólitos também tem suscitado questões em relação à preparação, precisão e confiabilidade. Há relatos de dificuldade em obter amostras pura de fitólitos nessa faixa de tamanho (silte) (MULHOLLAND; PRIOR, 1993), em relação a limpeza do carbono que recobrem a superfície dos fitólitos destes (C externo), que pode ser fonte de contaminação das amostras (MULHOLLAND, S. C; PRIOR, 1993). Isso demonstra que tarda a haver uma metodologia específica para todos os estudos de carbono-14 e isótopos para áreas distintas (onde exija diferentes métodos de limpeza mediante ao ambiente da amostra); isso revela a necessidade implícita de estudos na área de datação por ¹⁴C em fitólitos para o seu aprimoramento (PIPERNO, 2015; RASHID et al., 2019).

3. LOCALIZAÇÃO E CARACTERIZAÇÃO DA ÁREA DE ESTUDO

3.1 LOCALIZAÇÃO DA ÁREA DE ESTUDO

O local do estudo está inserido no interior do Parque Estadual Carlos Botelho (Figura 7), situado em um divisor de água longo e estreito no contexto da Serra do Mar. O parque possui área de 37.644,36ha, localizado no Vale Ribeirado Iguape (SP) e engloba parte de quatro municípios: Sete Barras, Tapiraí, São Miguel Arcanjo e Capão Bonito (entre 24° 00' a 24° 15' S e 47° 55' a 48° 05' O), com altitudes que variam de 30 a 1.003m.

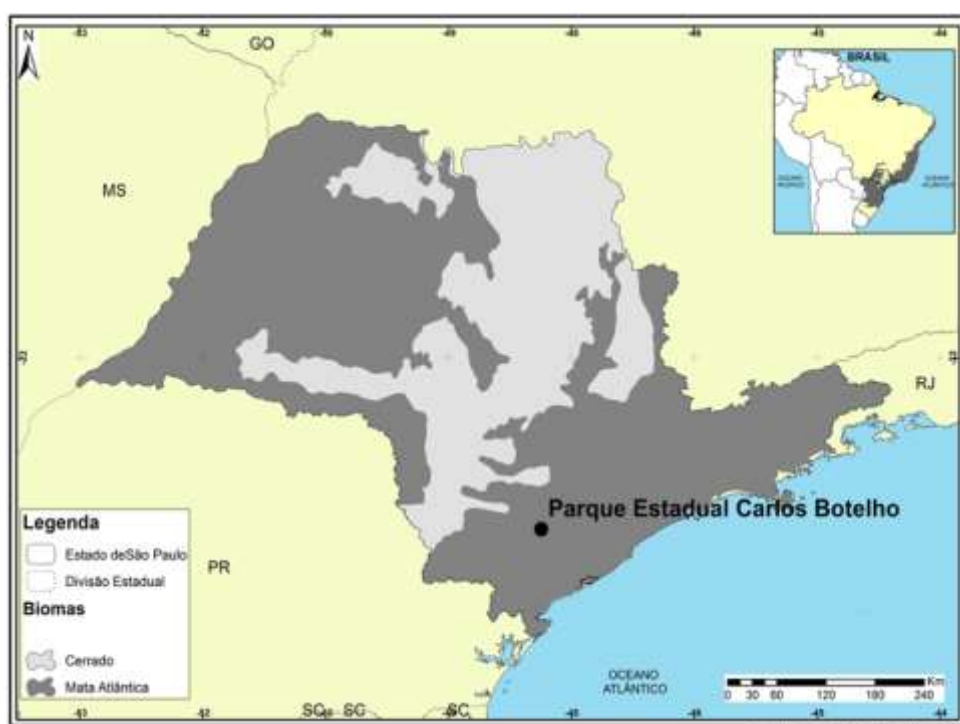


FIGURA 7. Localização da área de estudo.

Confecção: Calixto, 2018; adaptado pelo autor.

3.2 CARACTERIZAÇÃO DA ÁREA DO ESTUDO

A área do parque encontra-se inserida no Domínio Morfoclimático dos Mares de Morro (AB'SABER, 2003), em uma zona de relevo forte-ondulado a montanhoso (região serrana) florestado (Figura 8). Abrange terrenos situados em diferentes altitudes variando de 940-750m no Planalto de Guapiara (zonas de escarpa erosiva irregular e de diferentes amplitudes) e relevo composto de morrotes baixos e morros

paralelos até 800-500m na serra de Paranapiacaba, onde predominam relevo montanhoso com vales profundos (AB'SABER, 2003).

O substrato geológico da área é constituído por rochas do Proterozóico do embasamento cristalino: granitos peraluminosos e por associações de filitos, filitos grafitosos, quartzo filitos, metarenitos finos, metarcóseos, metassiltitos, quartzitos, metaconglomerados, metabasitos, moscovita, xistos finos, rochas cálcio-silicáticas e anfibolitos. Na área do Parque ocorre ainda diabásio, olivina diabásio, diabásio porfírico, basalto e lamprófiro, na forma de diques mesozóicos. Os solos derivados desse substrato acompanham a variação do relevo.

Podem ser encontradas na área do Parque solos profundo e bem desenvolvidos pedogeneticamente como Latossolos Vermelho-Amarelo, Argissolos Vermelho-Amarelo e solos mais rasos, menos desenvolvidos como Cambissolos Háplicos e Neossolos Litóclícos (SÃO PAULO, 2007).

O Clima da região é caracterizado por temperaturas elevadas, variando em média entre 18° (no inverno) e 22° (no verão). Apresenta chuvas bem distribuídas (1700-2400mm anuais), sendo os meses de verão os de maior precipitação (SÃO PAULO, 2007). A vegetação natural predominante é a Floresta Ombrófila Densa Altomontana (Figura 8), cujas características foram descritas no item 2.2.



FIGURA 8. Aspecto da Floresta Ombrófila Densa Altomontana no Parque Estadual Carlos Botelho - São Miguel Arcanjo, SP.

Fonte: Calegari, 2015.

O Parque Estadual Carlos Botelho (PECB) possui aproximadamente 37 mil hectares de preservação da MA. Além de ser foco para diversos estudos também possui atrativos voltados ao lazer como cachoeiras, trilhas monitoradas, mirante, rios para tomar banho e uma rica biodiversidade que recebem visitantes e pesquisadores de todo o país (TONIATO, 2011). O PECB possui nove trilhas abertas ao público. O uso e ocupação do solo na região entorno é voltada para agricultura, especificamente o cultivo de banana (SÃO PAULO, 2014).

4. MATERIAIS E MÉTODO

O trabalho de campo para descrição e coleta de solos e plantas ocorreu no Parque Estadual Carlos Botelho, entre os dias 16 e 21 de novembro de 2015, pela equipe do Projeto CAPES PVE A115/2013.

4.1 AMOSTRAGEM

4.1.1 De solos

Seguindo o protocolo definido no projeto inicial, realizou-se a coleta de amostras de um perfil de solo raso, representativo do setor altomontano da área, no ponto central do transecto (círculo escuro, Figura 9). O perfil de solo foi amostrado e descrito de acordo com Santos et al. (2015). Foram coletadas amostras deformadas por horizonte, para análises químicas e físicas de rotina para fins de classificação do solo. Foram coletadas amostras, da base para o topo, sistematicamente, a cada 10 cm de profundidade, para análises isotópicas e da assembleia de fitólitos, para a reconstituição paleoambiental. Cerca de 2kg de solos foram coletados entre 90-80 cm e entre 40-30 cm para datação ^{14}C .

Ao longo do transecto, a cada 100 metros (pontos cinza-claros na Figura 9) foram coletadas amostras deformadas de solo das camadas mais superficiais (0-5 cm, 5-10 cm) e da serapilheira para caracterização da assembleia fitolítica atual, representativa da FOAM (*fingerprinting*). Parte dessas amostras foram usadas para análise granulométrica, pH, teor de matéria orgânica e isótopos de carbono ($\delta^{13}\text{C}$) para caracterização da atual vegetação, em termos de produção de fitólitos, condições ambientais e edáficas atuais que afetam a conservação e armazenamento da assembleia fitolítica moderna.

4.1.2 De plantas

Foram coletadas amostras de folhas das espécies representativas da FOAM em termos taxonômicos e de ocorrência/frequência na área do estudo. As coletas foram realizadas ao longo um transecto de 500 metros de distância, em um divisor de água longo e estreito, característico da área do Parque. Neste transecto, a cada 100 metros foi marcado um ponto para coletas de plantas que ocorreram dentro de um

raio de 50 metros (Figura 9). As amostras foram levadas ao alojamento do Parque onde parte foi organizada em exsicatas e parte foi lavada, seca e embalada para transporte.

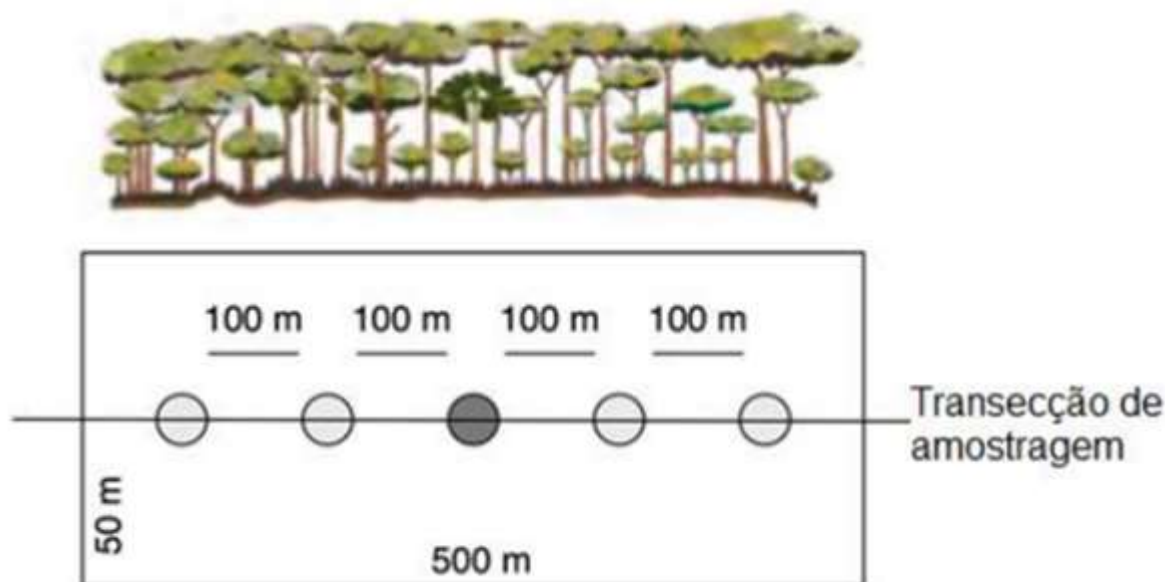


FIGURA 9. Representação da amostragem em cada parcela.

Fonte: Souza (2019).

Para elaboração da coleção de referência da FOAM foi realizada a coleta de folhas de um indivíduo (sem prélicas) de planta de espécies representativas, em termos de ocorrência no local e da fitofisionomia da FOAM, dos estratos arbóreo, arbustivo e herbáceo² da floresta. Quando necessário, para complementar a lista de espécies representativas da FOAM, foram realizadas coletas fora do transecto. No total foram coletadas amostras de 82 de espécies de plantas (Quadro 5). A coleta e a identificação preliminar do material botânico foram realizadas com o apoio do botânico Ms. Gabriel Dalla Colleta (UNICAMP), que acompanhou a coleta em campo, e posteriormente complementada com a ajuda do Prof. Dr. Vinicius C. Souza no Laboratório de Sistemática do Departamento de Ciências Biológicas da ESALQ/USP, onde as amostras estão catalogadas e armazenadas em exsicatas. O material coletado foi levado ao Laboratório de Estudo da Dinâmica Ambiental – LEDA, da Unioeste, Campus Marechal Cândido Rondon para extração e análise de fitólitos.

² As gramíneas foram coletadas as plantas inteiras (raiz, caule, folha, flores e sementes, quando presente) para posterior classificação em laboratório em nível de espécie, quando possível.

	FAMÍLIA	GÊNERO	ESPÉCIE
1.	Acanthaceae	<i>Mendoncia</i>	<i>velloziana</i>
2.	Annonaceae	<i>Guatteria</i>	<i>australis</i>
3.	Annonaceae	-	-
4.	Annonaceae	<i>Annona</i>	<i>dolabripetala</i>
5.	Annonaceae	<i>Guatteria</i>	-
6.	Apocynaceae	<i>Aspidosperma</i>	<i>olivaceum</i>
7.	Araceae	<i>Philodendron</i>	<i>appendiculatum</i>
8.	Arecaceae	<i>Attalea</i>	<i>dubia</i>
9.	Arecaceae	<i>Bactris</i>	-
10.	Arecaceae	<i>Geonoma</i>	<i>schottiana</i>
11.	Arecaceae	<i>Euterpe</i>	<i>edulis</i>
12.	Asteraceae	<i>Adenostemma</i>	<i>brasilianum</i>
13.	Asteraceae	<i>Piptocarpha</i>	-
14.	Bignoniaceae	<i>Jacaranda</i>	-
15.	Bignoniaceae	<i>Begonia</i>	-
16.	Bromeliaceae	<i>Vriesea</i>	<i>incurvata</i>
17.	Bromeliaceae	<i>Nidularium</i>	<i>innocentii</i>
18.	Bursenaraceae	<i>Protium</i>	-
19.	Chrysobalanaceae	<i>Parinari</i>	-
20.	Chrysobalanaceae	<i>Hirtella</i>	<i>hebeclada</i>
21.	Clusiaceae	<i>Garcinia</i>	<i>gardneriana</i>
22.	Cunoniaceae	<i>Weinmannia</i>	-
23.	Cyatheaceae	<i>Cyathea</i>	<i>atrovirens</i>
24.	Cyatheaceae	<i>Cyathea</i>	<i>corcovadensis</i>
25.	Cyperaceae	<i>Pleurostachys</i>	<i>urvillei</i>
26.	Cyperaceae	<i>Pleurostachys</i>	<i>distichophylla</i>
27.	Elaeocarpaceae	<i>Sloanea</i>	-
28.	Euphorbiaceae	<i>Alchornea</i>	<i>glandulosa</i>
29.	Fabaceae	<i>Abarema</i>	<i>langsдорffii</i>
30.	Fabaceae	<i>Copaifera</i>	<i>Langsdorffii</i>
31.	Fabaceae	<i>Copaifera</i>	<i>trapezifolia</i>
32.	Fabaceae	<i>Phanera</i>	-
33.	Fabaceae	<i>Inga</i>	<i>sessilis</i>
34.	Fabaceae	<i>Andira</i>	<i>fraxinifolia</i>
35.	Fabaceae	<i>Senna</i>	<i>multijuga</i>
36.	Lamiaceae	<i>Aegiphila</i>	<i>integriolia</i>
37.	Lauraceae	<i>Ocotea</i>	<i>tabacifolia</i>
38.	Lauraceae	-	-
39.	Lauraceae	<i>Nectandra</i>	<i>oppositifolia</i>
40.	Lauraceae	<i>Ocotea</i>	-
41.	Lauraceae	<i>Ocotea</i>	-
42.	Malpighiaceae	<i>Byrsonima</i>	<i>ligustrifolia</i>
43.	Maranthaceae	<i>Ctenanthe</i>	<i>lanceolata</i>

Continua...

...Continuação

	FAMÍLIA	GÊNERO	ESPÉCIE
44.	Melastomataceae	<i>Miconia</i>	<i>cabucu</i>
45.	Melastomataceae	<i>Miconia</i>	-
46.	Meliaceae	<i>Cabralea</i>	<i>canjerana</i>
47.	Monimiaceae	<i>Mollinedia</i>	-
48.	Monimiaceae	<i>Mollinedia</i>	-
49.	Moraceae	<i>Sorocea</i>	<i>bonplandii</i>
50.	Myrtaceae	<i>Campomanesia</i>	-
51.	Myrtaceae	<i>Psidium</i>	-
52.	Myrtaceae	-	-
53.	Myrtaceae	<i>Eugenia</i>	-
54.	Myrtaceae	<i>Myrcia</i>	-
55.	Myrtaceae	<i>Marlierea</i>	-
56.	Piperaceae	<i>Piper</i>	-
57.	Piperaceae	<i>Piper</i>	<i>pseudopothifolium</i>
58.	Phyllanthaceae	<i>Hyeronima</i>	<i>alchorneoides</i>
59.	Poaceae	<i>Paspalum</i>	-
60.	Poaceae	<i>Parodiolyra</i>	<i>micrantha</i>
61.	Poaceae	<i>Parodiolyra</i>	<i>micrantha</i>
62.	Poaceae	<i>Chusquea sp</i>	-
63.	Poaceae	<i>Merostachys sp</i>	-
64.	Polygonaceae	<i>Coccoloba</i>	-
65.	Primulaceae	<i>Myrsine</i>	<i>hermogenesii</i>
66.	Primulaceae	<i>Myrsine</i>	<i>coriacea</i>
67.	Rubiaceae	<i>Amaioua</i>	<i>intermedia</i>
68.	Rubiaceae	<i>Bathysa</i>	<i>australis</i>
69.	Rubiaceae	<i>Psychotria</i>	<i>forsteronioides</i>
70.	Rubiaceae	<i>Chomelia</i>	<i>parvifolia</i>
71.	Rubiaceae	<i>Ixora</i>	-
72.	Rutaceae	<i>Esenbeckia</i>	<i>grandiflora</i>
73.	Sabiaceae	<i>Meliosma</i>	<i>chartacea</i>
74.	Salicaceae	<i>Casearia</i>	<i>sylvestris</i>
75.	Salicaceae	<i>Casearia</i>	<i>decandra</i>
76.	Selaginellaceae	<i>Selaginella</i>	<i>macrostachya</i>
77.	Smilacaceae	<i>Smilax</i>	
78.	Sapindaceae	<i>Cupania</i>	<i>oblongifolia</i>
79.	Sapindaceae	<i>Allophylus</i>	<i>petiolulatus</i>
80.	Sapindaceae	<i>Matayba</i>	<i>obovata</i>
81.	Sapotaceae	<i>Ecclinusa</i>	-
82.	Sapotaceae	<i>Pouteria</i>	<i>bullata</i>

*as plantas com (-) não foram identificados gênero e/ou espécie

QUADRO 4. Lista de plantas coletadas para compor a CRFM da FOAM.

4.2 ANÁLISES LABORATORIAIS

4.2.1 Análise físico-química do solo

A amostragem para análises físicas e químicas para fins de classificação do solo foi realizada por horizonte, após o destorroamento e tamisação em peneira com malha de 2mm para obtenção da “Terra Fina Seca ao Ar” (TFSA). As análises químicas foram realizadas no Laboratório de Química de Solo da ESALQ/USP e as análises físicas no Laboratório de Mineralogia da ESALQ/USP, em Piracicaba, entre os anos de 2016 e 2017 pela equipe do projeto CAPES PVE A115/2013.

As análises seguiram os procedimentos descritos em Embrapa (1997): pH (H_2O) e KCl 1mol/L utilizando reação solo: solução de 1:2,5, após agitação e repouso por 30 minutos. Ca^{2+} , Mg^{2+} , Al^{3+} foram extraídos com KCl 1mol/L, enquanto a extração de H+AL foi realizada com acetado de cálcio 0,5mol/L a pH 7,0. Os elementos P, K^+ e Na^+ foram extraídos com solução de H_2SO_4 0,0125 mol/L + HCl 0,05mol/L (Mehlich 1) na proporção solo:solução 1:10. Os teores de Ca^{2+} e Mg^{2+} foram determinados por espectrometria atômica, K^+ e Na^+ por fotometria de chama e o Al^{3+} e H+Al por titulometria. O carbono orgânico foi determinado por meio de oxidação via úmida com dicromato de potássio ($K_2Cr_2O_7$) 0,167 mol/L e titulação com sulfato ferroso amoniacal 0,4 mol/L.

A granulometria da TFSA foi determinada pelo método do densímetro, conforme Embrapa (1997) em 25g de solo, e solução com mistura de NaOH com hexametáfosfato de sódio ($NaPO_3$) 60,015 mol L^{-1} , e agitação lenta por 16 horas. Ao final da agitação, o material disperso foi passado em peneira de 0,053 mm de abertura de malha para a separação da fração areia. Para determinar a fração argila, o material não retido na peneira foi transferido para uma proveta de 500 ml, agitado por aproximadamente um minuto e deixado em repouso por 24 horas, e a argila determinada com o auxílio de um densímetro. A areia retida na peneira foi transferida para um becker previamente pesado e seco em estufa a 105° C por 24 horas, resfriadas em dessecador, pesadas, e separadas por peneiras em cinco frações, a saber: areia muito grossa (2 a 1 mm), areia grossa (1 a 0,5 mm), areia média (0,5 a 0,25 mm), areia fina (0,25 a 0,125 mm) e areia muito fina (0,125 mm). O silte foi determinado pela diferença entre a areia e argila.

4.2.2 Análise Isotópica

As amostras de solo foram secas ao ar, moídas e passada em peneira de 0,053 mm. Esta etapa foi realizada no Laboratório de Mineralogia da ESALQ/USP pela equipe do projeto CAPES PVE A115/2013. Em seguida as amostras foram enviadas ao Laboratório de Isótopos Estáveis do Centro de Estudos Nuclear na Agricultura – CENA/USP em Piracicaba, São Paulo, onde foram submetidas a análise em espectrômetro de massas ANCA GSL.

A razão entre $^{12}\text{C}/^{13}\text{C}$ é representada pela letra grega delta (δ) para indicar a variação e calcula-se de acordo com a seguinte equação:

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

Sendo $R = ^{13}\text{C}/^{12}\text{C}$.

O valor de $\delta^{13}\text{C}$ é definido como partes por mil (‰) e representa a proporção da razão $^{13}\text{C}/^{12}\text{C}$ de uma amostra.

Amostras orgânicas, ou não, que encontram-se inseridas ao ciclo global do carbono, necessitam ser corrigidas para -25‰ (PESSENDA, L.C.R.; LISI, C.S.; GOUVEIA, 1998; PESSENDA et al., 2015). O Valor de δ é determinada em relação ao padrão internacional PDB (molusco fóssil *Belemnitella americana* da Formação Peedee da Carolina do Sul, EUA), sendo o desvio padrão de 0,1‰ para a matéria orgânica (SAIA, 2006).

4.2.3 Datação por ^{14}C

As amostras coletadas nas profundidades 80-90 cm e 40-30 cm foram preparadas para datação por ^{14}C , para determinação da idade da MOS. As amostras selecionadas foram enviadas ao Laboratório Radiocarbon-Beta Analytic Inc. (Miami, EUA) para determinação da idade por AMS (Espectrometria de Massa Acoplada a Acelerador de Partículas), através do material em sedimento orgânico, com enxágues ácidos (fração humina). A idade ^{14}C é expressa em anos AP (antes do presente), normalizada a -25,0‰ (PDB), sendo o presente o ano de 1950 e calibradas pelo Beta Cal 3.21, método SHCAL 13 (HOGG et al., 2013; RAMSEY, 2009).

4.2.4 Análise fitolítica

4.2.4.1 Extração de fitólitos em solos

A extração de fitólitos preservados no solo foi realizada no Laboratório de Mineralogia do Solo na Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz – ESALQ/USP, em Piracicaba (SP) entre os anos de 2016 e 2017 pela equipe do projeto CAPES PVE A115/2013. Esta etapa seguiu os procedimentos descritos em Calegari et al. (2013) como Método 2.

A extração consiste na eliminação da matéria orgânica do solo, dos óxidos de ferro e alumínio e da argila conforme Mehra; Jackson (1960). Em seguida a separação dos fitólitos foi feita por flutuação utilizando uma solução de politungstato de sódio com densidade específica de $2,35 \text{ g.cm}^{-3}$ (MADELLA; ALEXANDRE; BALL, 2005). Após a secagem do material foi realizada a pesagem para obtenção da fração insolúvel ao ácido (FIA), que contém os fitólitos.

4.2.4.2 Extração de fitólitos em plantas

A extração de fitólitos das plantas coletadas na FOAM foi realizada no LEDA da UNIOESTE – Marechal Cândido Rondon, seguindo os procedimentos adaptados de Campos & Labouriau (1969) e Piperno (2006) conhecido como *dry ashing*. Esta etapa foi realizada em 2017 pela equipe do projeto CAPES PVE A115/2013.

O método consiste na lavagem do material com água destilada (se necessário usado detergente neutro) em ultrassom, posterior secagem em estufa (24 horas – 100°C) e pesagem em balança de precisão para obtenção da massa seca inicial (em gramas). Em seguida realizou-se a calcinação em mufla durante 6 horas a 600°C .

Após a calcinação, o material recolhido foi submetido a reação em solução de ácido clorídrico (HCl) a 10% para eliminação dos carbonatos e resíduos gerados pela calcinação. Em seguida foi realizada remoção dos cátions com água destiladas e centrifugação lenta (1500 rpm – 3 minutos), descartando o sobrenadante (repetiu-se 3x ou até a completa remoção dos cátions). O material recuperado foi seco em estufa (24 horas – 100°C). No final foi realizada uma pesagem para obtenção da fração insolúvel ao ácido (FIA), que contém os fitólitos e posterior preparação de lâminas.

4.2.4.3 Preparação das lâminas

Após a extração, a FIA extraída das plantas e dos solos foram utilizadas para confecção de lâminas temporárias com óleo de imersão e de lâminas permanentes com Enterllan® para posterior identificação e contagem dos fitólitos. As lâminas permanentes foram organizadas em caixas (porta lâminas) compondo a coleção de referência (física).

4.2.4.4 Cálculo de produção de cinza (%) por espécie e classificação da produção de fitólitos

Este cálculo define a porcentagem da fração insolúvel ao ácido (FIA) que contém os fitólitos, após a etapa de queima do material vegetal, a partir de uma massa seca inicial conhecida. A determinação da porcentagem de FIA é relevante para comparações de silicificação entre famílias e espécies de plantas. A FIA foi obtida a partir da seguinte equação (CECCHET, 2012; FELIPE, 2012):

$$\% FIA = \frac{\text{Peso da cinza (g)}}{\text{Peso da massa seca inicial (g)}} \times 100$$

De acordo com a produção de fitólitos, as amostras foram classificadas em relação ao total de fitólitos, contados em todos os campos do microscópio, ao longo de três linhas de cada lâmina. A produção foi classificada como:

- **Não-produtora** – quando não foram encontrados fitólitos
- **Produção rara** – de 0-100 fitólitos
- **Boa produtora** – de 101 a 300 fitólitos
- **Produção abundante** – mais de 301 fitólitos encontrados

4.2.4.5 Contagem, identificação, classificação e morfometria dos fitólitos

As lâminas foram descritas em microscópio petrográfico, com magnificação de 40x. Foram contados no mínimo 200 morfotipos (em solos) de fitólitos identificáveis, com significado taxonômico e tamanho maior que 5µm em cada amostra de solo e, no mínimo 300 morfotipos nas amostras de plantas. Os fitólitos foram fotografados em microscópio óptico petrográfico Kozo® trinocular, com câmera digital acoplada. As

imagens dos fitólitos identificados nas amostras de plantas foram organizadas em pranchas por família e/ou subfamília para compor o catálogo de fitólitos dessa fitofisionomia (Apêndice 9).

A morfometria dos fitólitos da CRFM foi realizada medindo no mínimo 50 fitólitos (n=50) para cada morfotipo representativo (quando encontrado em quantidade) em cada uma das amostras que produziram fitólitos e comparados os tamanhos por meio de gráficos em Boxplot, pelo software Excel®.

Os morfotipos foram descritos e nomeados conforme *International Code for Phytolith Nomenclature* – ICPN 2.0 (ICPT et al., 2019) e quando nomeado separadamente, descrito o autor. A produção fitolítica das espécies foi avaliada em termos de abundância e diversidade de morfotipos (Conforme quadro 5).

Os fitólitos foram agrupados de acordo com significado taxonômico de cada grupo (Tabela 2) baseado em estudos realizados por vários autores (MULHOLLAND, 1989; TWISS, 1992; ALEXANDRE, et al., 1997; ALEXANDRE & MEUNIER, 1999; BREMOND et al., 2008; RUNGE, 1999; MERCADER et al., 2009b, RAITZ, 2012; FELIPE, 2012; CECCHET, 2012; NOVELLO, 2012; BRUSTOLIN, 2015; CALEGARI, 2008; MADELLA; ALEXANDRE; BALL, 2005; ICPT et al., 2019).

Clado	Familia	Subfamilia	Clase de morfotipos	MORFOTIPO
Monocotiledoneae	Poaceae	Panicoideae	<i>Cross</i>	<i>Cross</i>
			<i>Polylobate</i>	<i>Polylobate</i>
			<i>Crenate</i>	<i>(trapeziform polylobate)</i>
		Panicoideae Bambusoideae	<i>Bulliform</i>	<i>flabelate (cuneiform bulliform)</i>
		Bambusoid	<i>Blocky</i>	<i>velloate (Bulliform chusquea)</i>
				<i>Poaceae</i>
			<i>Trapezoid</i>	<i>short cell</i>
		Pooideae	<i>Trapezoid</i>	<i>psilate short cell</i>
				<i>short cell (square)</i>
				<i>sinuate short cell (crenate)</i>
		Chloridoid	<i>Rondel</i>	<i>Rondel</i>
			<i>Saddle</i>	<i>batlle axe saddle shape</i>
			Saddle	
			<i>Papillate</i>	
			<i>Bilobate</i>	
	Arecaceae		<i>Spheroid</i>	<i>echinate</i>
			<i>Elipsoid</i>	<i>echinate</i>
			<i>Fusifiform</i>	<i>Fusifiform</i>
	Cyperaceae	Cyperus		<i>Cone-shaped</i>
				<i>Polygonal</i>
Eudicotiledoneae		Blocky		<i>psilate</i>
				<i>crenate</i>
				<i>cavate</i>
				<i>echinate</i>
				<i>polyhedral</i>
				<i>polygonal faceted</i>
				<i>scrobiculate</i>
				<i>irregular</i>
		Elipsoid		<i>psilate</i>
				<i>granulate</i>
		Spheroid		<i>ornate</i>
				<i>psilate</i>
				<i>cavate</i>
		Jig-saw	<i>epidermic cell (Mercader et al. 2009)</i>	
		Polygonal	<i>epidermic cell</i>	
		Amoeboid		<i>cylindrical</i>
				<i>pitted</i>
				<i>brachiate</i>
				<i>granulate</i>
				<i>nodular</i>

Continua...

...Continuação

Clado	Familia	Subfamilia	Classe de morfotipos	MORFOTIPO
Monocotiledoneae/Eudicotiledoneae			<i>Elongated</i>	<i>entire</i>
				<i>dentate</i>
				<i>dendritic</i>
				<i>faceted</i>
				<i>scrobiculate</i>
				<i>sinuate</i>
				<i>cavate</i>
				<i>cylindrical</i>
			<i>Tabular</i>	<i>psilate</i>
				<i>sinuate</i>
				<i>granulate</i>
				<i>Striate</i>
				<i>geniculate</i>
				<i>velloate</i>
				<i>facetate</i>
				<i>polygonal</i>
			<i>Trichome</i>	<i>Trichome</i>
			<i>Clavate</i>	<i>Clavate</i>
			<i>Acute</i>	<i>bulbosus</i>
				<i>base</i>
				<i>large</i>
				<i>arcuate</i>
			<i>Stomate</i>	
			<i>Tracheary anullate/helical</i>	

QUADRO 5. Chave de acesso taxonômico dos principais morfotipos de fitólitos utilizados para contagem e identificação.

Fonte: Adaptado de Calgari (2008) e complementado com ICPT et al., (2019) Mercader et al. (2009).

Visando padronizar a identificação os morfotipos identificados foram organizados em um glossário com a descrição das formas e indicação de imagens para ajudar na identificação e comparação entre as assembleias da CRFM e a do solo (Tabela 2).

Tabela 2. Glossário dos fitólitos da Coleção de Referência de Fitólitos Modernos (CRFM).

Cat.	Nome	Cód.	Descrição do morfotipo	Foto na Figura 13 / Prancha
GRAMÍNEA	Bulliform flabellate	BUL_FL A	Nome anatômico atribuído à silicificação intracelular das células bulliformes de Poaceae e Cyperaceae. Parte inferior deste morfotipo mais afunilada que a superior, formando um “leque”	13V
	Tabular granulate	TAB_GRA	Plano como uma mesa, consistindo de partículas menores que 2 mm de diâmetro; com ornamentação rugosa/granulada	13G
	Bilobate	BIL	Morfotipo com dois lóbulos separados por um travessão, extremidades dos lóbulos podem ser convexas, retas, ou côncavas	13A-B
	Saddle	SAD	Simétrico parecido com uma sela ou um machado de batalha com bordas duplas	13C-D
	Papillate	PAP	Semelhante a um mamilo, se forma e assume a forma de um tricoma especializado, encontrada principalmente na inflorescência de gramíneas, resulta da silicificação de uma célula curta, especificamente um cabelo espinhoso modificado.	Prancha 13
	Cross	CRO	Consiste em três ou mais (normalmente quatro) lobos aproximadamente iguais separados por três ou mais (normalmente quatro) indentações. Comprimento e largura na vista plana	Prancha 27
	Rondel	RON	Compacto, com lateral aproximadamente circular ou oval (visão planar), ligeiramente recuada ou achatada ao longo de um aspecto.	13E-F
	Polygonal	POL_CYP	Tendo três ou mais lados retos, como em triângulos, pentágonos, hexágonos, pode conter superfícies granuladas ou com formas circulares no centro	Prancha 13
	Conical	CON_CYP	Em forma de cone, mais largo na base e afinando para o ápice de uma base mais ou menos plana, ápice pode ser agudo, truncado, arredondado ou cavado	Prancha 13

Continua...

...Continuação

Cat.	Nome	Cód.	Descrição do morfotipo	Foto na Figura 13 / Prancha
PALMEIRA	Spheroid echinate	SPH_ECH	Esferoide de tamanho variado, de pequeno a grande, com espinhos	13I-J
	Conical with acute basal projections	CON_PRJ	Em forma de cone/chapéu, mais largo na base e afinando para o ápice, de uma base mais ou menos plana, ápice achatada com superfícies pontiagudas.	Prancha 4
	Elipsoid echinate	ELI_ECH	Elipsoide de tamanho variado, de pequeno a grande, com espinhos	13K
NÃO-DIAGNÓSTICO	Tracheary annulate/helical	TRA_ANN	Silicificação de traqueídeos e vasos. Encontrados em todos os grupos de plantas vasculares, a forma varia de mais ou menos cilíndrica e alongada a mais compacta e poliédrico, semelhante a um "sifão"	Prancha 19
	Stomate	STO	Silicificação de estômatos (células respiratórias), geralmente são os últimos a serem silicificados em uma planta	Prancha 18
	Elongate entire	ELO_ENT	Alongado, com uma superfície lisa ou sub-lisa; suave. Amplamente produzido por plantas modernas, portanto seu nome deriva de sua forma anatômica.	13H
LENHOSA	Spheroid ornate	SPH_ORN	Esferoide com textura granular, verrugada, oca ou com ornamentação específica.	13M
	Spheroid cavate	SPH_CAV	Forma sólida ou oca, esferoidal a ligeiramente elipsoidal ou algo irregular, mas com a forma básica semelhante a uma esfera com superfície cavada.	Prancha 17/18
	Spheroid psilate	SPH_PSI	Esferoide com textura sub-suave, plana à lisa.	13L
	Blocky	BLO	Bloco com textura psilada/lisa, com ornamentação tridimensional	13N
	Blocky granulate	BLO_GRA	Bloco com textura granulada	13O
	Blocky cavate	BLO_CAV	Bloco com textura psilada e depressão cêntrica	13Q-S
	Blocky triangular	BLO_TRI	Bloco com forma triangular afunilada	13T-U

...Continua

...Continuação

LENHOSA	Nome	Cód.	Descrição do morfotipo	Foto na Figura 13 / Prancha
	Blocky sinuate	BLO_SIN	Bloco com textura psilada/lisa com lateral sinuada	13P
	Stellate	STL	Forma de estrela pentagonal pontiaguda com variados tamanhos e superfície lisa	Prancha 1
	Jig-saw epidermic cell	JIG_SAW	Silicificações do tecido epidérmico finas, em forma de peça de quebra-cabeças	Prancha 12
	Polygonal epidermic cell	POL_EPI	Silicificações do tecido epidérmico finas, com formas irregulares	Prancha 23

Fonte: ICPN 1.0 e ICPN 2.0 - As fotografias dos morfotipos estão disponíveis na figura 13 e nas pranchas, apêndice 9 deste trabalho.

4.2.4.6 Índices Fitolíticos

Para a interpretação das condições ecológicas foram calculados os índices de Aridez (Iph), de acordo com a fórmula preconizada por Diester-Haas; Schrader; Thiede, (1973) e Twiss, (1992):

$$Iph = \frac{Saddle}{(Saddle + Cross + Bilobate)} \times 100$$

Para compreensão dessa porcentagem foram definidos padrões para este índice (Diester-Haas, L.; Schrader; Thiede, 1973): porcentagem elevada (>20-40%) reflete condições quentes secas, indicando vegetação aberta, dominada por gramíneas altas (Chloridoideae) e valores de porcentagem baixa (<20-40%) indicam predomínio de gramíneas baixas (Panicoideae) em condições mais quentes e úmidas, ou com umidade no solo (Twiss, 1992)

Índice climático (IC) foi calculado conforme Bremond (2008) e Barboni et al (2007), com a fórmula:

$$Ic = \frac{Rondel + Trapezoid (short cell e polylobate)}{[Rondel + Trapezoid (short cell e polylobate) + Saddle + Cross + Bilobate]} \times 100$$

O padrão de interpretação é guiado pelo valor 50% que indica o ponto limite para a proporção de vegetação C₃/C₄. Em regiões tropicais e subtropicais há o predomínio de gramíneas C₄ até 2000m de altitude, enquanto as C₃ dominam nas elevações mais altas. Valores elevados indicam condições climáticas frias (predomínio de Pooideae) e baixos valores indicam condições quentes (predomínio de Panicoideae e Chloridoideae)(BARBONI; BREMOND; BONNEFILLE, 2007; BREMOND, 2008).

Índice de densidade da cobertura arbórea (D/P), calculado conforme Alexandre (1997b), seguiu a fórmula:

$$\frac{D}{P} = \frac{Spheroid (psilate + ornate)}{(Rondel + Crenate + Polylobate + Trapezoid + Saddle + Cross + Bilobate)}$$

O índice de densidade arbórea permite diferenciar estrutura de vegetação fechada/arborizada x aberta (floresta x campo). Para definir esse parâmetro, baseados na comunidade vegetativa da África Ocidental e Central, Alexandre (1997) estipulou valores, superiores a 150 para floresta equatorial, de 7 a 10 para uma floresta perene, de 0,33 a 1,16 para uma savana alta, de 0 a 0,1 para savanas baixas e estepes (BREMOND, 2008).

4.3 ANÁLISE ESTATÍSTICA

Para a CRFM os resultados foram organizados em matrizes, com valores absolutos, e submetidos a estatística descritiva e análise multivariada (PCA) empregando o software Minitab 7[®], para identificação de agrupamentos e seu significado ambiental. Para o estudo de reconstituição paleoambiental, as assembleias de fitólitos preservadas no solo foram organizadas em matrizes, com valores absolutos, para determinação da porcentagem relativa e análise de agrupamento hierárquico utilizado o software Tilia 1.7[®].

5. APRESENTAÇÃO E DISCUSSÃO DOS RESULTADOS

5.1 ATRIBUTOS DO SOLO

O perfil de solo, amostrado no centro da transecção, apresenta sequência de horizontes A, AB/BA, Bi, Bi/Cr e Cr, com ligeira variação na cor na amostra úmida (bruno escuro ao forte), mantendo o matiz 7,5 YR do horizonte A ao Bi/Cr com alteração no horizonte Cr (rocha alterada), com coloração Vermelho-amarelado (5YR 4/6) (Figura 10). As variações de valor e croma foram de 3/2 (topo) a 4/5 (base). O solo apresenta contato lítico em profundidade em torno de 100 cm. A descrição morfológica geral do perfil consta no Apêndice 1.

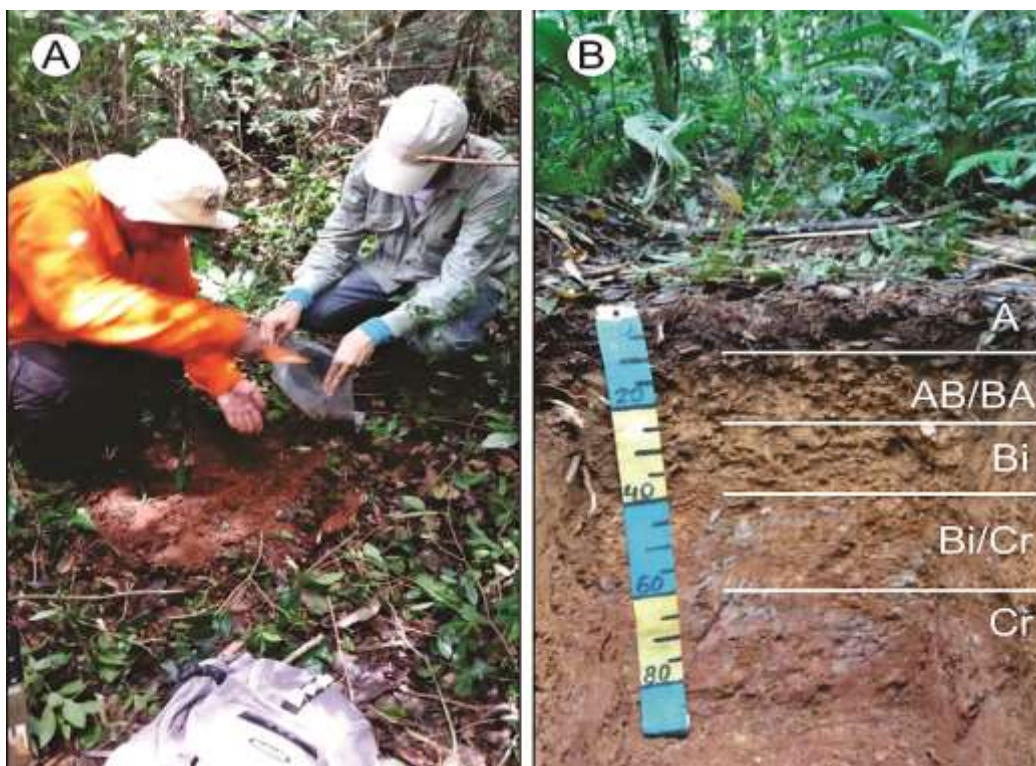


FIGURA 10. A) Aspecto da serrapilheira e da cor do solo na parte superior do solo (coleta das camadas superficiais e da serrapilheira no ponto 1 do transecto); B) Perfil de solo com destaque para a variação de cores e pouca profundidade.

Fonte: Calegari, 2015.

Ao longo do perfil, a estrutura dos horizontes variou de granular média fraca que se desfaz em granular pequena à média fraca (grumos) no horizonte A, à estrutura em bloco subangular grande/muito grande fraco no AB/BA, bloco prismático grande ao médio moderado que se desfaz em bloco subangular médio moderado no Bi (Apêndice 1). Foi observado bloco subangular à prismático médio forte à moderado

que se desfaz em blocos do tipo granular pequeno fraco (aspecto maciço) no horizonte Bi/Cr e estrutura maciça (rocha alterada) no Cr.

O solo apresenta textura média-argilosa (Tabela 3) em todo o perfil (variação de argila de 151 g/kg^{-1} a 333 g/kg^{-1}) com menor teor de argila nos horizontes da base do perfil (Bi/Cr e Cr). O teor de areia total é diretamente proporcional a profundidade do perfil, passando de 187 g/kg^{-1} no horizonte A para 509 g/kg^{-1} no horizonte Bi/Cr. A relação silte/argila alta variou entre 1,38 e 3,57 e indica baixa evolução pedogenética. O nível de carbono orgânico (C) e de matéria orgânica (M.O) foi maior no horizonte AB/BA ($33,35 \text{ g/kg}^{-1}$ e $19,34 \text{ g/kg}^{-1}$, respectivamente). Tendência inversa foi observada para os valores de densidade do solo que aumentou em profundidade (de $0,62 \text{ t.m}^{-3}$ a $1,41 \text{ t.m}^{-3}$, de A a Bi/Cr, respectivamente), indicando um adensamento natural, compatível com o baixo grau de desenvolvimento pedogenético do solo.

Os atributos químicos do solo são apresentados na Tabela 4. Observa-se saturação por bases (Valor V) em 22,26%, conferindo a este solo caráter distrófico (EMBRAPA). Do topo para a base do perfil os valores de Ca variaram de 1,43 a 0 $\text{cmol}_c^+ / \text{kg}^{-1}$, Mg de 0,4 a 0 $\text{cmol}_c^+ / \text{kg}^{-1}$, K de 1,78 a 0,48 $\text{cmol}_c^+ / \text{kg}^{-1}$, P de 0,03 a 0 mg/kg , do topo à base) e Na 1,52 a 0,31 $\text{cmol}_c^+ / \text{kg}^{-1}$. De modo geral os valores são baixos ao longo de todo o perfil, à exceção do horizonte superficial A que apresentou os valores mais elevados. Mesma tendência foi observada para CTC que variou de 10,41 a 3,82 $\text{cmol}_c^+ / \text{kg}^{-1}$, do topo para a base.

Tabela 3. Atributos físicos do perfil de solo.

Horizontes		Composição granulométrica da terra fina					Silte Argila	Densidade		M O	C	Classe de Textura
		(g /kg ⁻¹)						(t m ⁻³)				
Símbolo	Prof. (cm)	Areia Total	Areia grossa	Areia fina	Silte	Argila		Ds	Dp	(g/kg)		
		2 a 0,05m m	2- 0,2mm	0,2- 0,05 mm	0,02- 0,002m m	<0,002 mm						
A	0-8	187	105	82	635	178	3,57	0,62	-	5,77	3,35	md-ar
AB/BA	8-25	209	119	90	458	333	1,38	0,79	-	33,35	19,34	md-ar
Bi	25-40	269	90	179	425	305	1,39	1,6	-	25,87	15	md-ar
Bi/Cr	40-60	509	395	114	340	151	2,25	1,41	-	11,76	6,82	md-ar
Cr	60-80	454	389	65	395	151	2,62	1,21	-	6,68	3,87	md-ar

*Classe de Textura: 250 a 349 g/kg^{-1} = média argilosa (md-arg)

Fonte: Autor

Os valores de ΔpH são negativos em todo o perfil, reforçando o baixo desenvolvimento pedogenético do solo. O pH em água é inferior a 5 (de 3,59 a 4,97 do A ao Cr) em todo o perfil, demonstrando ser ácido nos horizontes subjacentes.

Tabela 4. Atributos químicos do perfil de solo.

Hor.	pH		ΔpH	(cmol _c ⁺ /kg ⁻¹)									Valor V	Valor m	P
	Água	KCl		Ca ²⁺	Mg ²⁺	K ⁺	Na ⁺	SB	Al ³⁺	H+Al	CTC pH7	CTC	(%)		(mg/kg)
A	3,59	3,5	-0,11	1,43	0,4	1,78	1,52	3,85	6,5	13,4	17,29	10,41	22,26	63,04	0,03
AB/BA	4,04	3,8	-0,25	0	0,1	0,96	0,96	2,02	5,8	10,3	12,36	7,87	16,37	74,29	0,01
Bi	4,31	3,9	-0,4	1,21	0,09	0,83	0,96	2	4,8	8,8	10,84	6,88	18,42	71	0,01
Bi/Cr	4,79	4,2	-0,6	0	0,01	0,48	0,35	0,84	2,2	4,4	5,28	3,09	15,99	72,66	0
Cr	4,97	4,3	-0,67	0	0	0,48	0,31	0,78	1,9	3,0	3,82	2,73	20,49	71,29	0,01

Fonte: Autor

Assim, considerando os atributos morfológicos, físicos e químicos, o perfil de solo foi classificado como Cambissolo Háplico Distrófico (CXd), relevo local plano a suave ondulado e regional forte ondulado a montanhoso, sob Floresta Ombrófila Densa Altomontana.

Os atributos físicos e químicos das amostras de solo coletadas nos pontos ao longo do transecto (Tabela 5) apresentaram valores similares entre si e em relação aos obtidos para o solo do perfil (Tabelas 3 e 4 e Apêndice 1).

As amostras (0-5 e 5-10cm) apresentaram textura média-argilosa, à exceção das do ponto P3 que apresentou textura argilosa. O pH em água apresentou valor abaixo de 4 (de 3,84 a 3,46). Os maiores teores de MO e C foram observados no P1 (88,43 e 51,29 g/kg, respectivamente) e o menor no P4 (14,42 e 8,36 g/kg, respectivamente).

Tabela 5. Atributos físico-químicos do transecto (*fingerprinting*)

Horizontes		Composição granulométrica da terra fina					Classe de Textura	pH	M.O	C
		(g kg ⁻¹)								
Ponto	Prof. (cm)	Areia Total	Areia grossa	Areia fina	Silte	Argila		Água	(g/kg)	
		2 a 0,05mm	2-0,2mm	0,2-0,05 mm	0,02-0,002mm	<0,002 mm				
P1	0-05	216	105	110	499	285	md-arg	3.74	88,43	51,29
P1	5-10	186	82	104	503	311	md-arg	3.69	57,77	33,51
P2	0-05	229	104	125	488	283	md-arg	3.68	69,76	40,47
P2	5-10	204	81	122	514	282	md-arg	3.84	28,88	16,75
P3	0-05	211	91	119	427	362	arg	3.66	65,22	37,83
P3	5-10	198	77	121	440	362	arg	3.61	36,73	21,31
P4	0-05	236	127	109	473	291	md-arg	3.46	14,42	8,36
P4	5-10	167	70	97	495	338	md-arg	3.59	63,35	36,74
P5	0-05	180	60	119	520	300	md-arg	3.74	23,95	13,89
P5	5-10	160	48	111	556	556	md-arg	3.69	63,2	36,66

*Classe de Textura: 250 a 349 g/kg⁻¹ = média argilosa (md-arg); 350 a 599 g/kg = argilosa (arg)

Fonte: Autor

5.2 ASSEMBLEIA FITOLÍTICA DAS PLANTAS

5.2.1 Aspectos gerais sobre a produção de fitólitos

A coleção de referência de fitólitos de plantas modernas (CRFM), é composta por 79 espécies de plantas (3 espécies coletadas em duplicatas, totalizando 82 amostras), distribuídas em 39 famílias taxonômicas representativas da FOAM dentro do Parque Estadual Carlos Botelho (Quadro 5).

Na Tabela 6 são apresentados os resultados sobre a proporção de FIA e a produção de fitólitos do conjunto de dados analisados. A FIA variou de 0,01% a 26,2% da massa seca inicial, com média de 2,53% (± 4). A produção variou de nula a abundante, sendo que a maioria apresentou produção abundante de fitólitos com forma e tamanho ($>5 \mu\text{m}$) para identificação e classificação. A espécie que apresentou menor proporção de FIA, em relação a massa seca inicial, foi a espécie *Cabralea canjerana* (Meliaceae), com 0,01% e não produziu fitólitos. A espécie com maior proporção de FIA foi a *Piptocarpha* (Asteraceae), com 26,26%, e apresentou produção abundante. De acordo com o teste de Correlação de Pearson (Quadro 7), o resultado desse conjunto de espécies apresenta correlação baixa positiva (0,2625758),

indicando que nem toda planta que silicifica, pois apresenta FIA, produz corpúsculos com forma e tamanho identificável. Isto é, nem toda silicificação pode ser considerada fitólito com valor taxonômico ou ambiental (CECCHET, 2012; FELIPE, 2012).

Os morfotipos mais frequentes e representativos são apresentados em 36 pranchas (Apêndice 9), representando as famílias e as espécies estudadas nesta dissertação. O resultado da produção das famílias está majoritariamente de acordo com a literatura consultada (BRUSTOLIN, 2015; CECCHET, 2012; FELIPE, 2012; KATZ, 2015; KEALHOFER; PIPERNO, 1998; MERCADER et al., 2009; PIPERNO, 1988; RAITZ, 2012; WALLIS, 2003) .

Os resultados do estudo morfológico indicaram variação entre espécie, entre e intrafamiliar (Tabela 6). Cabe destacar que a maioria das famílias estudadas está representada por apenas uma espécie nesta coleção de referência, desta forma, os resultados obtidos para esse conjunto de dados devem ser analisados com ressalva, pois nem sempre a variação intrafamiliar pode ser verificada. Neste sentido, destaca-se as famílias Annonaceae, Bignoniaceae, Bromeliaceae, Fabaceae, Monimiaceae, Myrtaceae, Primulaceae, Rubiaceae, Salicaceae e Sapindaceae, que possuíam mais de uma espécie amostrada nesta coleção. A variação observada neste estudo corrobora outros estudos que também analisaram plantas de mesma família (MERCADER et al., 2009b; PIPERNO, 1988a; RAITZ, 2012b; SOUZA, 2019).

Tabela 6. Produção de fitólitos por espécie, em ordem alfabética.

FAMÍLIA	GÊNERO	ESPÉCIE	Massa Seca Inicial	Massa Seca Final	Fração Insolúvel ao Ácido (%)	Produção de fitólitos
Acanthaceae	<i>Mendoncia</i>	<i>velloziana</i>	3,4731	0,342	9,8471107	...
Annonaceae	<i>Guatteria</i>	<i>australis</i>	10,1029	0,1104	1,0927555	..
Annonaceae			4,9937	0,1045	2,0926367	...
Annonaceae	<i>Annona</i>	<i>dolabripetala</i>	6,3421	0,1613	2,5433216	...
Annonaceae	<i>Guatteria</i>		4,9919	0,1349	2,7023779	...
Apocynaceae	<i>Aspidosperma</i>	<i>olivaceum</i>	6,9876	0,0113	0,161715	...
Araceae	<i>Philodendron</i>	<i>appendiculatum</i>	3,8144	0,0123	0,3224622	Ø
Arecaceae	<i>Attalea</i>	<i>dubia</i>	9,2932	0,2604	2,8020488	...
Arecaceae	<i>Bactris</i>		3,7024	0,1676	4,5267934	...
Arecaceae	<i>Geonoma</i>	<i>schottianna</i>	8,4656	0,6623	7,8234266	...

Continua...

...Continuação

FAMÍLIA	GÊNERO	ESPÉCIE	Massa Seca Inicial	Massa Seca Final	Fração Insolúvel ao Ácido (%)	Produção de fitólitos
Arecaceae	<i>Euterpe</i>	<i>edulis</i>	8,4797	0,1689	1,9918157	...
Asteraceae	<i>Adenostemma</i>	<i>brasiliamum</i>	1,5439	0,0103	0,6671417	..
Asteraceae	<i>Piptocarpha</i>		1,7045	0,4477	26,265767	...
Bignoniaceae	<i>Jacaranda</i>		6,038	0,0027	0,0447168	.
Bignoniaceae	<i>Begonia</i>		5,3376	0,0035	0,0655725	...
Bromeliaceae	<i>Vriesea</i>	<i>incurvata</i>	5,0882	0,0025	0,0491333	..
Bromeliaceae	<i>Nidularium</i>	<i>innocentii</i>	2,1012	0,0017	0,0809061	...
Burseraceae	<i>Protium</i>		12,053	0,3744	3,1062806	...
Chrysobalanaceae	<i>Parinari</i>		4,4847	0,3128	6,9748255	...
Chrysobalanaceae	<i>Hirtela</i>	<i>hebeclada</i>	4,3586	0,2464	5,6531914	...
Clusiaceae	<i>Garcinia</i>	<i>gardneriana</i>	8,9657	0,0097	0,1081901	..
Cunoniaceae	<i>Weinmannia</i>		6,0824	0,0382	0,6280416	...
Cyatheaceae	<i>Cyathea</i>	<i>atrovirens</i>	3,6352	0,05	1,3754401	...
Cyatheaceae	<i>Cyathea</i>	<i>corcovadensis</i>	6,7374	0,2794	4,1470003	...
Cyperaceae	<i>Pleurostachys</i>	<i>urvillei</i>	2,0097	0,2163	10,7628	...
Cyperaceae	<i>Pleurostachys</i>	<i>distichophylla</i>	6,1169	0,0546	0,892609	...
Elaeocarpaceae	<i>Sloanea</i>		3,4472	0,0572	1,6593177	...
Euphorbiaceae	<i>Alchornea</i>	<i>glandulosa</i>	2,8691	0,0013	0,0453104	...
Fabaceae	<i>Abarema</i>	<i>langsдорffii</i>	6,4207	0,0061	0,0950052	...
Fabaceae	<i>Copaifera</i>	<i>langsдорffii</i>	9,5685	0,0223	0,2330564	Ø
Fabaceae	<i>Copaifera</i>	<i>trapezifolia</i>	3,5433	0,0017	0,0479779	...
Fabaceae	<i>Phanera</i>		5,8515	0,2635	4,5031189	...
Fabaceae	<i>Inga</i>	<i>sessilis</i>	4,0938	0,0368	0,8989203	...
Fabaceae	<i>Andira</i>	<i>fraxinifolia</i>	2,7716	0,002	0,0721605	.
Fabaceae	<i>Senna</i>	<i>multijuga</i>	2,8532	0,0019	0,0665919	...
Lamiaceae	<i>Aegiphila</i>	<i>integrigolia</i>	3,3522	0,005	0,1491558	...
Lauraceae	<i>Ocotea</i>	<i>tabacifolia</i>	5,511	0,0623	1,1304663	...
Lauraceae			6,6002	0,0514	0,7787643	...
Lauraceae	<i>Nectandra</i>	<i>oppositifolia</i>	7,6589	0,037	0,4830981	...
Lauraceae	<i>Ocotea</i>		4,635	0,0107	0,2308522	...
Lauraceae	<i>Ocotea</i>		3,4004	0,0404	1,1880955	...
Malpighiaceae	<i>Byrsonima</i>	<i>ligustrifolia</i>	8,4045	0,0097	0,1154144	..
Maranthaceae	<i>Ctenanthe</i>	<i>lanceolata</i>	4,182	0,1357	3,2448589	...
Melastomataceae	<i>Miconia</i>	<i>cabucu</i>	12,352	0,1278	1,0346503	..
Melastomataceae	<i>Miconia</i>		3,1515	0,0684	2,170395	Ø
Meliaceae	<i>Cabralea</i>	<i>canjerana</i>	5,5975	0,0008	0,0142921	Ø
Monimiaceae	<i>Mollinedia</i>		1,6515	0,0017	0,1029367	...
Monimiaceae	<i>Mollinedia</i>		4,9064	0,0086	0,1752813	..
Moraceae	<i>Sorocea</i>	<i>bonplandii</i>	8,5512	0,6122	7,1592291	...

Continua...

...Continuação

FAMÍLIA	GÊNERO	ESPÉCIE	Massa Seca Inicial	Massa Seca Final	Fração Insolúvel ao Ácido (%)	Produção de fitólitos
Myrtaceae	<i>Campomanesia</i>		9,1147	0,446	4,8931945	...
Myrtaceae	<i>Psidium</i>		8,9357	0,4399	4,9229495	...
Myrtaceae			7,3674	0,3154	4,2810218	...
Myrtaceae	<i>Eugenia</i>		3,2296	0,006	0,1857815	..
Myrtaceae	<i>Myrcia</i>		10,0173	0,7859	7,8454274	..
Myrtaceae	<i>Marlierea</i>		4,8982	0,0436	0,8901229	...
Piperaceae	<i>Piper</i>		4,3978	0,5353	12,171995	...
Piperaceae	<i>Piper</i>	<i>pseudopothifolium</i>	6,6053	0,1728	2,616081	...
Phyllanthaceae	<i>Hyeronima</i>	<i>alchorneoides</i>	5,408	0,0258	0,477071	...
Poaceae	<i>Paspalum</i>		4,9569	0,2118	4,2728318	...
Poaceae	<i>Parodiolyra</i>	<i>micrantha</i>	1,8879	0,163	8,6339319	...
Poaceae	<i>Parodiolyra</i>	<i>micrantha</i>	7,721	0,2025	2,6227173	...
Poaceae	<i>Chusquea sp</i>		1,0098	0,1131	11,200238	...
Poaceae	<i>Merostachys sp</i>		4,9639	0,3994	8,0460928	...
Polygonaceae	<i>Coccoloba</i>		5,6179	0,0016	0,0284804	..
Primulaceae	<i>Myrsine</i>	<i>hermogenesii</i>	7,065	0,0599	0,8478415	Ø
Primulaceae	<i>Myrsine</i>	<i>coriacea</i>	7,9334	0,0061	0,0768901	...
Rubiaceae	<i>Amaioua</i>	<i>intermedia</i>	6,8025	0,0018	0,0264609	...
Rubiaceae	<i>Bathysa</i>	<i>australis</i>	3,8144	0,0021	0,0550545	...
Rubiaceae	<i>Psychotria</i>	<i>forsteronioides</i>	4,2992	0,0594	1,3816524	..
Rubiaceae	<i>Chomelia</i>	<i>parvifolia</i>	4,869	0,027	0,5545287	..
Rubiaceae	<i>Ixora</i>		7,6702	0,0076	0,0990848	...
Rutaceae	<i>Esenbeckia</i>	<i>grandiflora</i>	9,3423	0,4796	5,1336395	...
Sabiaceae	<i>meliosma</i>	<i>chartacea</i>	4,8009	0,0013	0,0270783	Ø
Salicaceae	<i>Casearia</i>	<i>sylvestris</i>	4,2167	0,038	0,9011786	...
Salicaceae	<i>Casearia</i>	<i>decandra</i>	1,9638	0,0041	0,2087789	.
Selaginellaceae	<i>Selaginella</i>	<i>macrostachya</i>	10,4918	0,0214	0,2039688	..
Smilacaceae	<i>Smilax</i>		4,0968	0,0035	0,0854325	.
Sapindaceae	<i>Cupania</i>	<i>oblongifolia</i>	6,9522	0,0021	0,0302063	..
Sapindaceae	<i>Allophylus</i>	<i>petiolulatus</i>	4,1037	0,0257	0,6262641	...
Sapindaceae	<i>Matayba</i>	<i>obovata</i>	10,8723	0,0984	0,9050523	...
Sapotaceae	<i>Ecclinusa</i>		7,3088	0,0451	0,6170644	...
Sapotaceae	<i>Pouteria</i>	<i>bullata</i>	4,7064	0,0162	0,3442121	...
Produção abundante ...		Boa produção ..	Produção rara .		Produção nula Ø	

Correlação de Pearson		0,2625758
Média	2,530968	...
Moda	0,0017	...
Mínimo	0,014292	Ø
Máximo	26,26577	...

QUADRO 6. Correlação de Pearson entre a FIA e a produção por espécie.

O Apêndice 2 apresenta os valores absolutos da contagem e identificação taxonômica-morfológica dos fitólitos por espécie produtora. Nesta CRFM foram contados 23.688 fitólitos e identificados 51 morfotipos diferentes, cuja descrição seguiu a Tabela 2. Em média, dentre as espécies classificadas com produção abundante, foram identificados seis morfotipos diferentes para cada amostra.

O maior entrave da análise fitolítica é a redundância na produção dos fitólitos entre as espécies e famílias que dificulta inferências específicas de presença de espécies/famílias em reconstituições paleovegetativas (ROVNER, 1971). No conjunto de dados das assembleias de fitólitos foram identificados 13 morfotipos, considerados mais representativos pela sua alta frequência na espécie produtora e por possuírem significativa redundância entre as espécies estudadas neste trabalho (Tabela 7). São eles: *Bilobate*, *Blocky faceted*, *Blocky granulate*, *Blocky psilate*, *Cross*, *Conical*, *Jig-saw epidermic cell*, *Polygonal epidermic cell*, *Saddle*, *Spheroid echinate*, *Spheroid cavate*, *Spheroid ornate* e *Spheroid psilate*.

Os morfotipos mais redundantes nesta CRFM foram o *Spheroid psilate* e *Blocky psilate*, encontrados em 63,4% e 46,3% das amostras da coleção, respectivamente. Estes morfotipos são considerados diagnósticos de plantas de hábito arbóreo e arbóreo/arbustivo, respectivamente, de ambientes florestados (ICPT et al., 2019; PIPERNO, 2006; RUNGE, 1999).

Dos 51 morfotipos identificados nesta CRFM, 10 não apresentaram redundância, isto é, foram identificados em apenas uma única espécie como apresentado na Tabela 8.

Tabela 7. Lista de morfotipos identificados na CRFM e a ocorrência por espécies

MORFOTIPOS	Número de espécies *	MORFOTIPOS	Número de espécies **
<i>Acute scrobiculate</i>	1	<i>Elongate sinuate</i>	20
<i>Acute bulbosus</i>	20	<i>Jig-saw epidermic cell</i>	13
<i>Amoeboid brachiate</i>	13	<i>Oblong</i>	1
<i>Amoeboid granulate</i>	8	<i>Papillate</i>	3
<i>Bilobate</i>	3	<i>Polygonal epidermic cell</i>	25
<i>Blocky cavate</i>	7	<i>Polygonal (cyperus)</i>	2
<i>Blocky faceted</i>	12	<i>Polylobate</i>	2
<i>Blocky granulate</i>	6	<i>Rondel</i>	1
<i>Blocky irregular</i>	2	<i>Saddle</i>	6
<i>Blocky polyedral faceted</i>	10	<i>Spheroid echinate</i>	6
<i>Blocky psilate</i>	38	<i>Spheroid cavate</i>	32
<i>Blocky triangular</i>	2	<i>Spheroid psilate</i>	52
<i>Blocky velloate (Chusquea)</i>	4	<i>Spheroid ornate</i>	13
<i>Bulliform flabellate</i>	2	<i>Stellate</i>	1
<i>Claviform</i>	2	<i>Stomate</i>	17
<i>Conical</i>	3	<i>Tabular granulate</i>	8
<i>Conical with acute basal projections</i>	1	<i>Tabular psilate</i>	32
<i>Crenate</i>	1	<i>Tabular striate</i>	6
<i>Cross</i>	3	<i>Tabular geniculate</i>	1
<i>Elipsoidal psilate</i>	19	<i>Tabular velloate</i>	3
<i>Elipsoidal granulate</i>	2	<i>Tabular faceted</i>	5
<i>Elongate cylindrical</i>	2	<i>Tabular polygonal</i>	1
<i>Elongate dentate</i>	5	<i>Tracheary anullate/helical</i>	22
<i>Elongate entire</i>	26	<i>Trapezoid</i>	4
<i>Elongate aerolate</i>	1	<i>Trichome base</i>	3
<i>Elongate clavate</i>	1		

*número de espécies que apresentaram produção (≥ 1) do morfotipo

Os morfotipos mais redundantes (Tabela 7) são formas que muitas vezes não se originam em estruturas anatômicas bem definidas. A análise morfométrica dos 13 morfotipos mais representativos indicou redundância também no tamanho da maioria dos morfotipos. Observou-se importante variabilidade no tamanho dos morfotipos e entre as famílias que os produzem (Figuras 11,12 e 13 e Apêndice 7).

Tabela 8. Lista de morfotipos que não apresentaram redundância nesta CRFM do PE Carlos Botelho.

Morfotipo (ICPN 2.0)	Família	Espécie	(%) da assembleia
<i>Acute scrobiculate</i>	Chysobalanaceae	<i>Hirtela hebeclada</i>	0,22
<i>Crenate</i>	Poaceae	<i>Parodiolyra micrantha</i>	3,31
<i>Elongate aerolate</i>	Cyatheaceae	<i>Cyathea atrovirens</i>	1,64
<i>Elongate clavate</i>	Poaceae	<i>Paspalum</i>	4
<i>Conical with acute basal projections</i>	Arecaceae	<i>Bactris</i>	24,5
<i>Oblong</i>	Acanthaceae	<i>Mendoncia velloziana</i>	1,22
<i>Stellate</i>			2,92
<i>Rondel</i>	Poaceae	<i>Paspalum</i>	2,28
<i>Tabular geniculate</i>	Lauraceae	<i>Nectandra oppositifolia</i>	0,32
<i>Tabular polygonal</i>	Elaeocarpaceae	<i>Sloanea</i>	5,58

Através da morfometria, somente em dois casos foi possível estabelecer valores que permitiram diferenciar as espécies gêneros ou famílias produtoras:

a) *Block faceted*, identificado em três famílias de não monocotiledoneae (Figura 11b), apresentou variação na amostra de *Byrsonima ligustrifolia* (Malpighiaceae) com tamanho médio 15,6 μm ($\pm 4,9$), diferindo-se das demais amostras do gênero *Guatteria* (Annonaceae) 83,2 μm ($\pm 19,6$) e de *Mendoncia velloziana* (Acanthaceae) 63,8 μm ($\pm 21,5$).

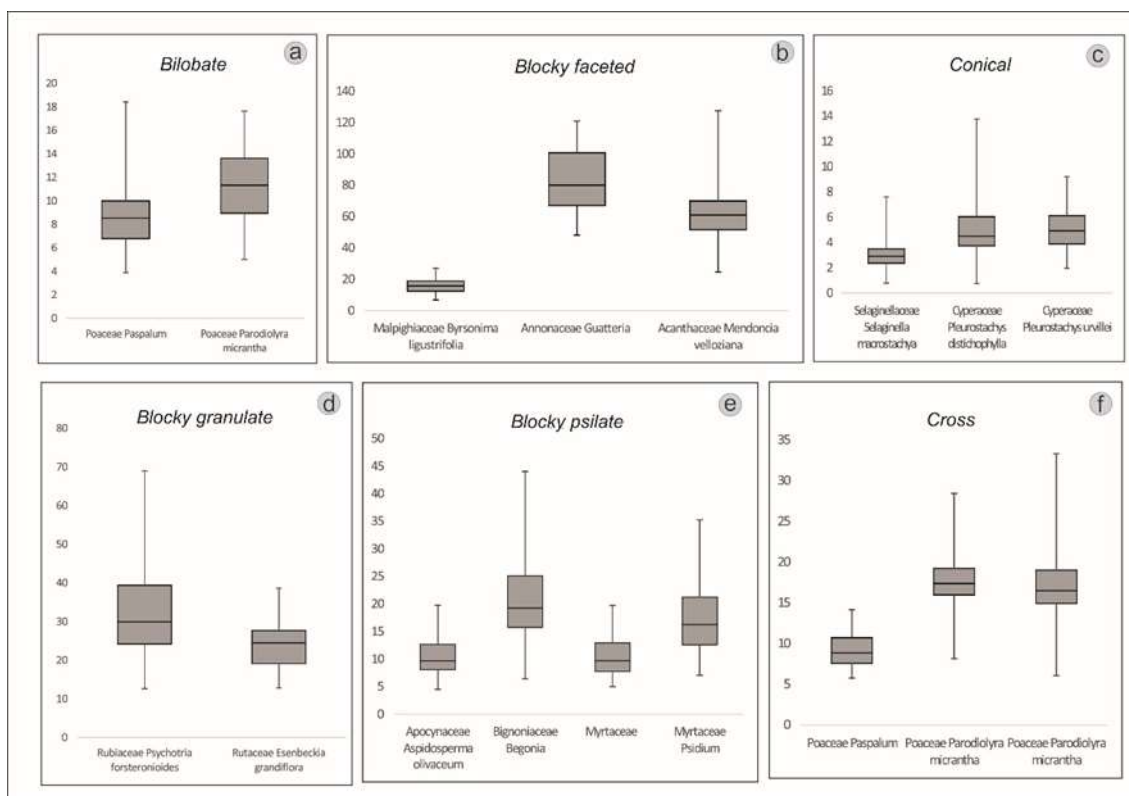
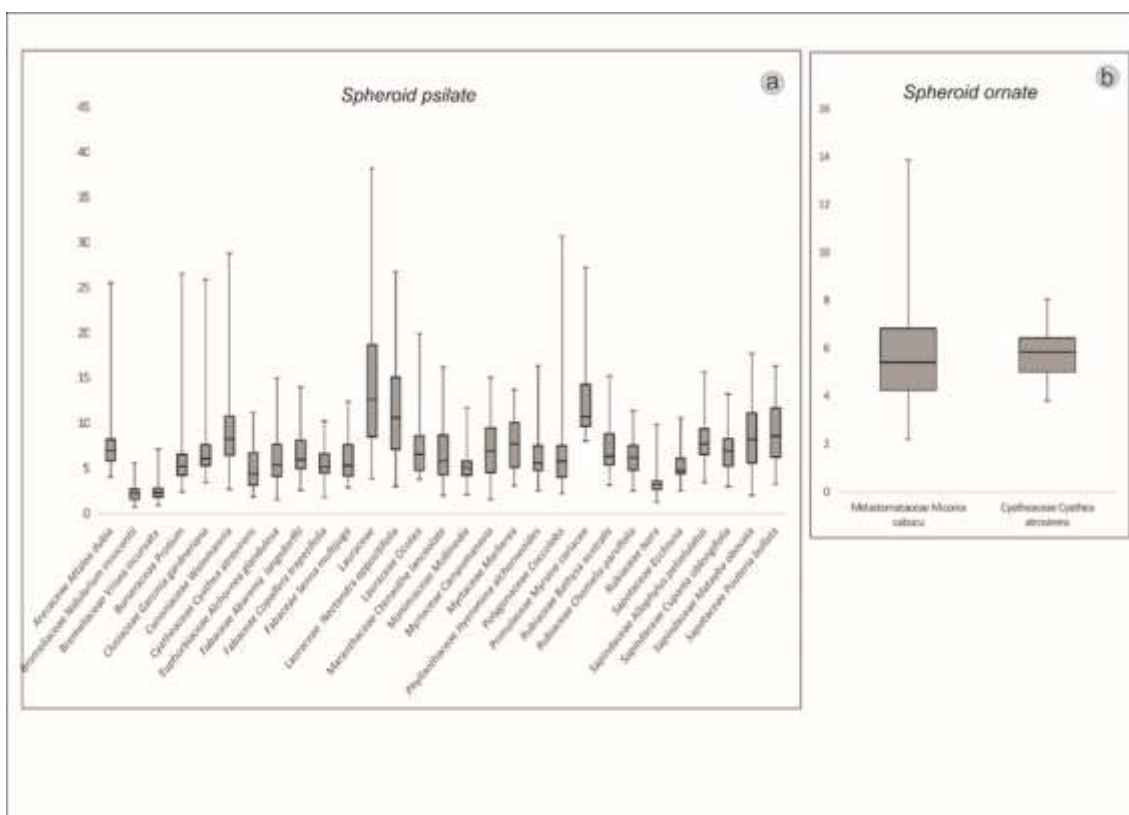


FIGURA 11. Variação de tamanho dos morfotipos representativos em Boxplot

b) O morfotipo *Polygonal epidermic cell* apresentou forte redundância (conforme Tabela 7). Identificado em 12 espécies representativamente, somente a *Hirtela hebeclada* (Chrysobalanaceae) apresentou tamanho médio de $113,2\mu\text{m}$ ($\pm 2,2$), que permitiu diferenciá-la das demais (Figura 12b) que apresentaram tamanho médio menor.

Desta forma, está claro que mais estudos são necessários para conhecer a redundância observada entre esses 13 morfotipos.



5.3 COLEÇÃO DE REFERÊNCIA DE FITÓLITOS DE PLANTAS MODERNAS (CRFM)

5.3.1. PADRÕES DE PRODUÇÃO DE FITÓLITOS DE PLANTAS ATUAIS DA FOAM

I. PTERIDOPHYTA

CYATHEACEAE e SELAGINELLACEAE

A família de Cyatheaceae, aqui representada por duas espécies *C. atrovirens*, *C. corcovadensis*, produziu fitólitos em abundância (Figura 14a). Essa família produz formas alongadas e irregulares e por vezes apenas massas silicificadas sem forma definida (Prancha 12). O morfotipo *spheroid psilate* foi o mais frequente na *C. atrovirens* e o *Jig-saw epidermic cell* na *C. corcovadensis*, com tamanho médio $4,9\mu\text{m}$ ($\pm 2,4$). Mazumdar (2011) estudou o mesmo gênero (*Cyathea*) e obteve resultados semelhantes, sobretudo sobre a classificação da produção.

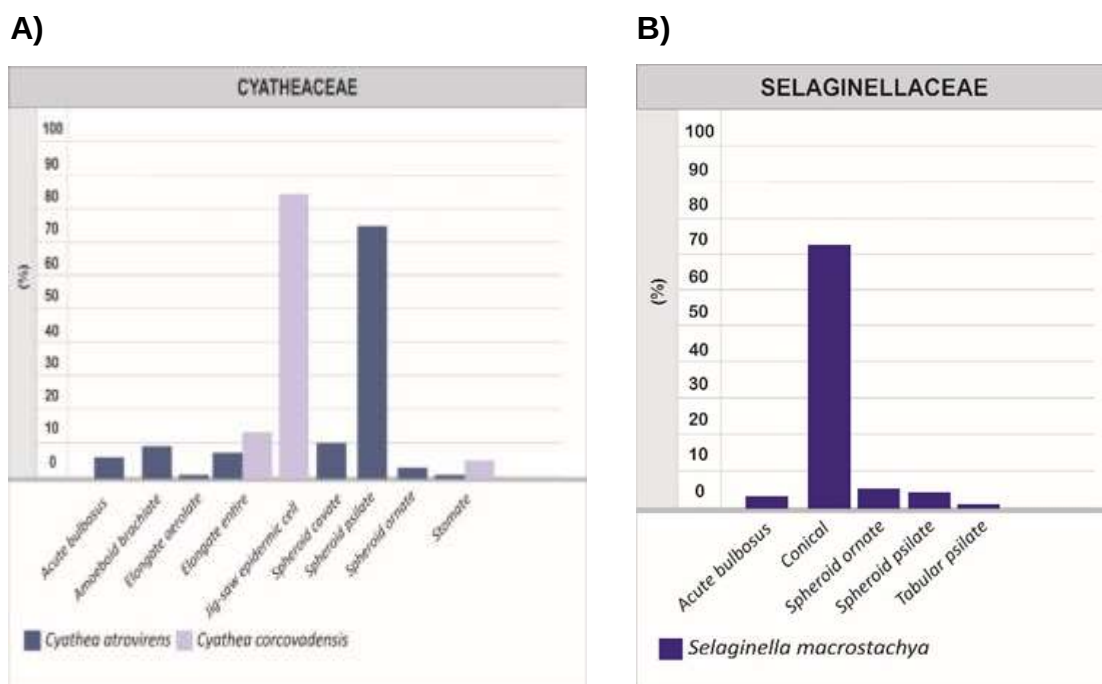


FIGURA 14. Tipos e distribuição de morfotipos de fitólitos produzidos pelas amostras das famílias A) Cyatheaceae e B) Selaginellaceae.

Mazumdar (2011) também corrobora produção abundante para a amostra de Selaginellaceae (*S. macrostachya*) (Figura 14b), sendo o morfotipo representativo o *Conical* ($3,04\mu\text{m} \pm 1,17$) (Prancha 35). Este morfotipo aparece nessa família como articulados dele, porém, com tamanho muito menor dos quais aparecem em

Cyperaceae. Watling & Iriarte (2013), em um estudo nas savanas da Guiana Francesa, ressaltam que fitólitos de pteridófitas geralmente são alongados e ornamentados, que diferem entre famílias. Mais estudos acerca da produção de fitólitos em Selaginellaceae é necessário para confirmar tais variações.

II. ANGIOSPERMA

▪ Não Monocotiledoneae

ACANTHACEAE

A amostras da família Acanthaceae, aqui representada pela espécie *Mendoncia velloziana*, é citada na literatura como de produção abundante (Piperno, 1985), nesta amostra o morfotipo representativo na assembleia foi o *Blocky faceted* (Figura 15a) que apresentou tamanho médio de 63µm e elevado desvio padrão $\pm 21,48$ (Figura 11b). É importante ressaltar que a *Mendoncia velloziana* produziu um morfotipo, aqui nomeado de *Stellate* (Prancha 1) (63,2µm ± 31). Esta mesma espécie foi estudada por Piperno (1985), no Sudeste asiático, que também a classificou como de produção abundante e este mesmo morfotipo foi identificado como *club-shaped hair*. Entretanto, outros autores que estudaram esta mesma família, porém com outras espécies, indicam produção nula, por exemplo, WALLIS (2003), no noroeste da Austrália e Souza (2019) na Floresta Estacional Semidecidual, no sudoeste de São Paulo (ESEC Caetetus).

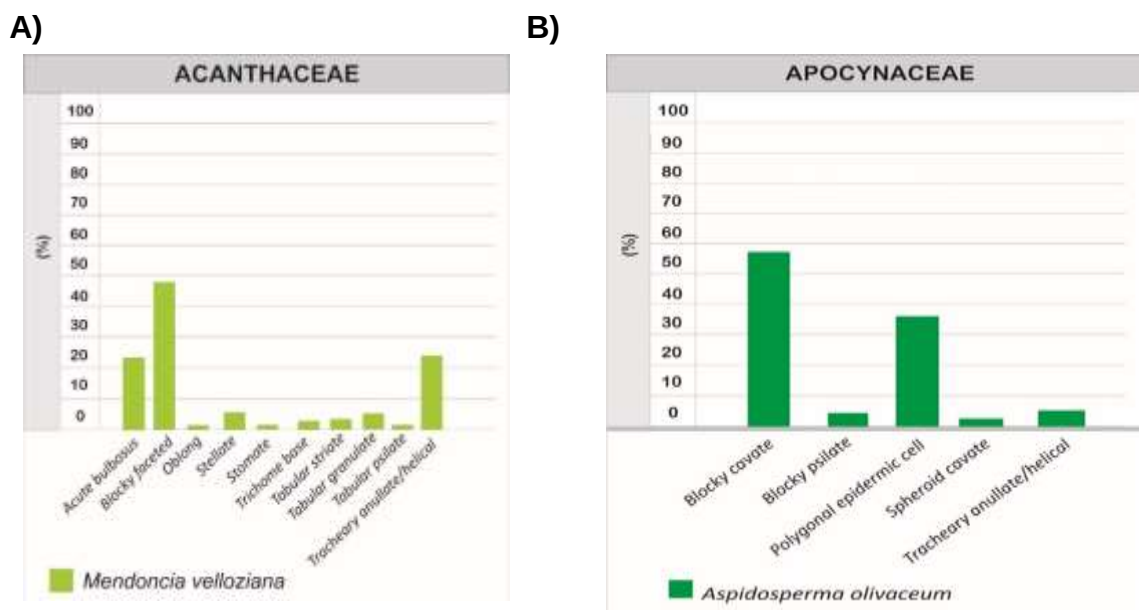


FIGURA 15. Tipos e distribuição de morfotipos de fitólitos produzidos pelas amostras das famílias A) Acanthaceae e B) Apocynaceae.

APOCYNACEAE

A amostra representante da família Apocynaceae (*Aspidosperma olivaceum*) apresentou produção abundante, corroborando os resultados de Mercader et al. (2009), em um estudo na Floresta do Miombo, na África Subsaariana, onde também identificaram o morfotipo *Blocky psilate* (tamanho médio $10,6\mu\text{m} \pm 8,16$ – Figura 11e; Prancha 3) como característico para esta família (Figura 16a), porém não exclusivo em nível de família. Resultados diferentes foram publicados por Wallis (2003), que estudaram angiospermas lenhosas da Austrália, e Katz (2015), na mesma perspectiva, afirmam que essa família tem produção rara à não-produtora. Porém, há de se destacar que estes autores estudaram espécies diferentes daquela aqui analisadas, reforçando a variação intrafamiliar e a necessidade de mais estudos de coleção de referências de fitólitos modernos com essa família.

ANNONACEAE

As amostras da família Annonaceae (*sp*, *Guateria*, *Guateria australis*) apresentaram o morfotipo *Jig-saw epidermic cell* em todas as amostras (Figura 16 - Prancha 2). Estudo realizado por Macedo et al. (2015), com espécies diferentes de Annonaceae, destaca que essa família faz parte do grupo das produtoras abundantes e indicam o morfotipo *Jig-saw epidermic cell* como sendo diagnóstico em seu conjunto

de dados ($19\mu\text{m}$ a $\pm 23\mu\text{m}$). Kealhofer & Piperno (1998), estudando angiospermas da Tailândia, confirmam que a família produz formas irregulares, porém nas quatro amostras de Annonaceae aqui estudadas, observou-se predomínio do morfotipo *Jig-saw epidermic cell*.

A)

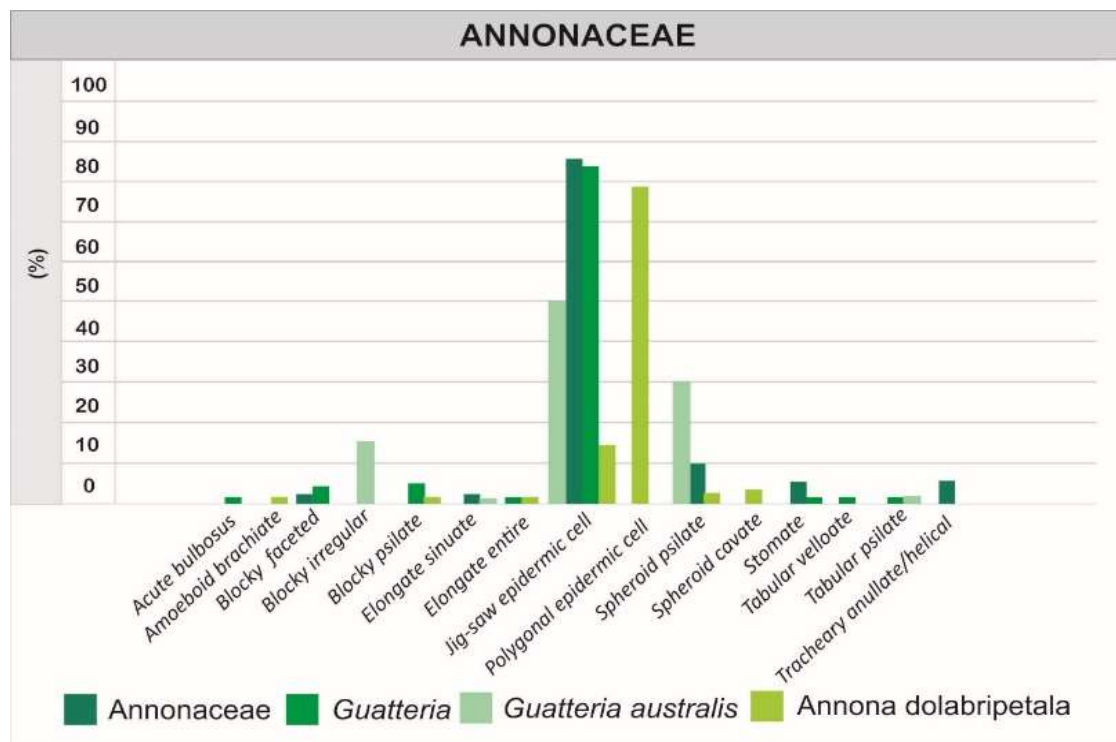


FIGURA 16. Tipos e distribuição de morfotipos de fitólitos produzidos pelas amostras da família Annonaceae.

ASTERACEAE

A família Asteraceae apresentou abundância na produção. O morfotipo *Jig-saw epidermic cell* apresentou tamanho médio de $17,7\mu\text{m}$ ($\pm 6,38$) (Figura 12a) e foi o mais frequente (Figura 17a), corroborando os resultados de Piperno (1988) para esta família. Outros estudos, utilizando espécies diferentes das nossas, afirmam que a família possui produção média à nula (KATZ, 2015; WALLIS, 2003), (os morfotipos estão demonstrados na Prancha 5).

A)

B)

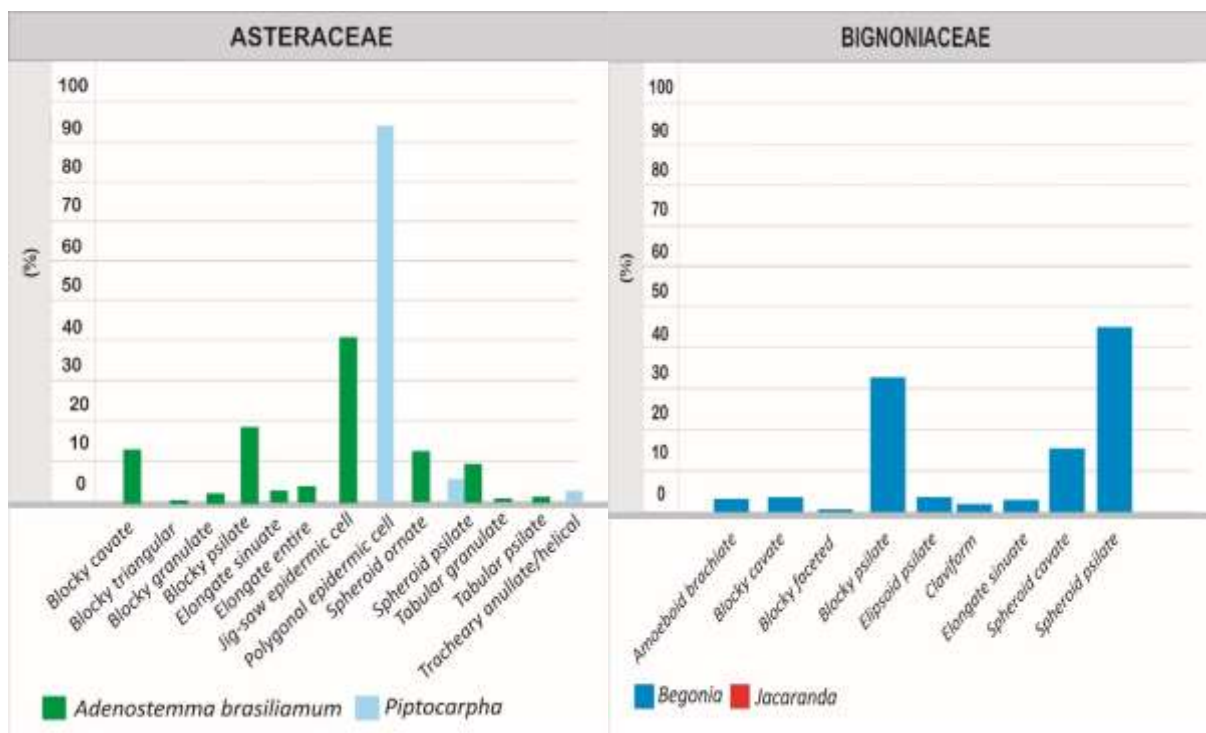


FIGURA 17. Tipos e distribuição de morfotipos de fitólitos produzidos pelas amostras das famílias a) Asteraceae e b) Bignoniaceae.

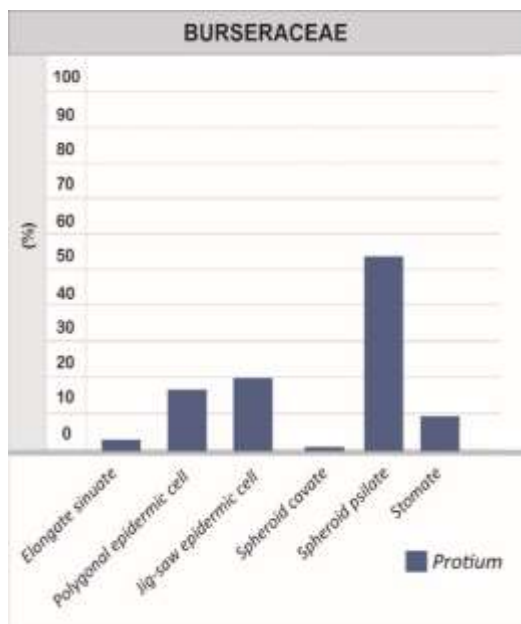
BIGNONIACEAE

As duas espécies analisadas de Bignoniaceae divergiram em produção variando entre nula e abundante. A espécie (*Begonia*) produziu nove morfotipos, sendo o *Spheroid psilate* e o *Block psilate* ($21,1\mu\text{m} \pm 3,31$ – Figuras 11e e 13a) os mais frequentes (Figura 17b). Wallis (2003), com outras espécies dessa família, identificou produção fraca à nula. Runge (1999), estudando amostras da floresta tropical do nordeste e leste africano, não corroboram essa família como produtora abundante, revelando assim, divergência intrafamiliar na produção de fitólitos.

BURSERACEAE e CHRYSOBALANACEAE

As espécies de Burseraceae e Chrysobalanaceae apresentaram produção abundante, com morfotipos diagnósticos *Spheroid psilate* ($7\mu\text{m} \pm 7$) e *Polygonal epidermic cell* ($113\mu\text{m} \pm 2,2$), respectivamente (Figuras 12b, 13a; 18ab; Pranchas 8 e 9). Runge (1999) e Watling & Iriarte (2013) corroboram este resultado.

A)



B)

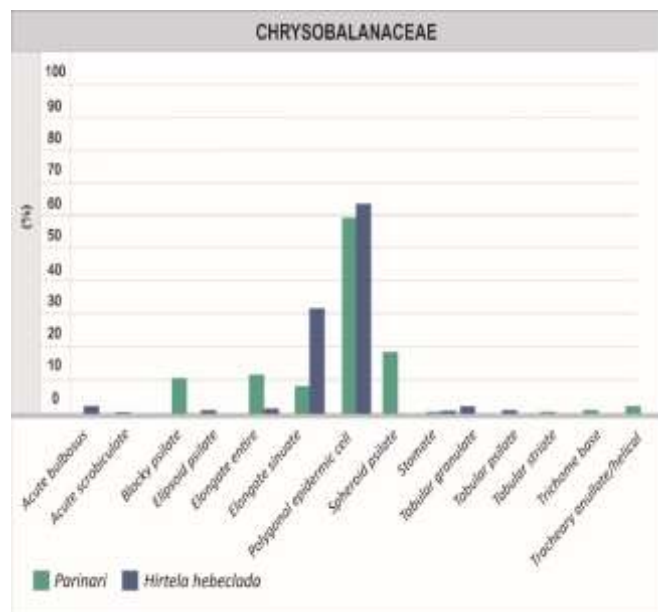


FIGURA 18. Tipos e distribuição de morfotipos de fitólitos produzidos pelas amostras das famílias A) Burseraceae e B) Chrysobalanaceae.

CLUSIACEAE e CUNONIACEAE

A *Garcinia gardneriana*, da família Clusiaceae, apresentou produção média com *Spheroid psilate* ($6,9\mu\text{m} \pm 3,4$) como morfotipo representativo (Figura 19a; Prancha 10), assim como os resultados de Kealhofer & Piperno (1998). A amostra de *Weinmannia*, representante da família Cunoniaceae, produziu fitólitos em abundância, tendo o morfotipo *Spheroid psilate* ($9,3\mu\text{m} \pm 4$) como o mais comum (Figuras 13a; 19b), contrariando os resultados de Katz (2015) que assinala esta família como não produtora, ressaltando assim a necessidade de mais estudos.

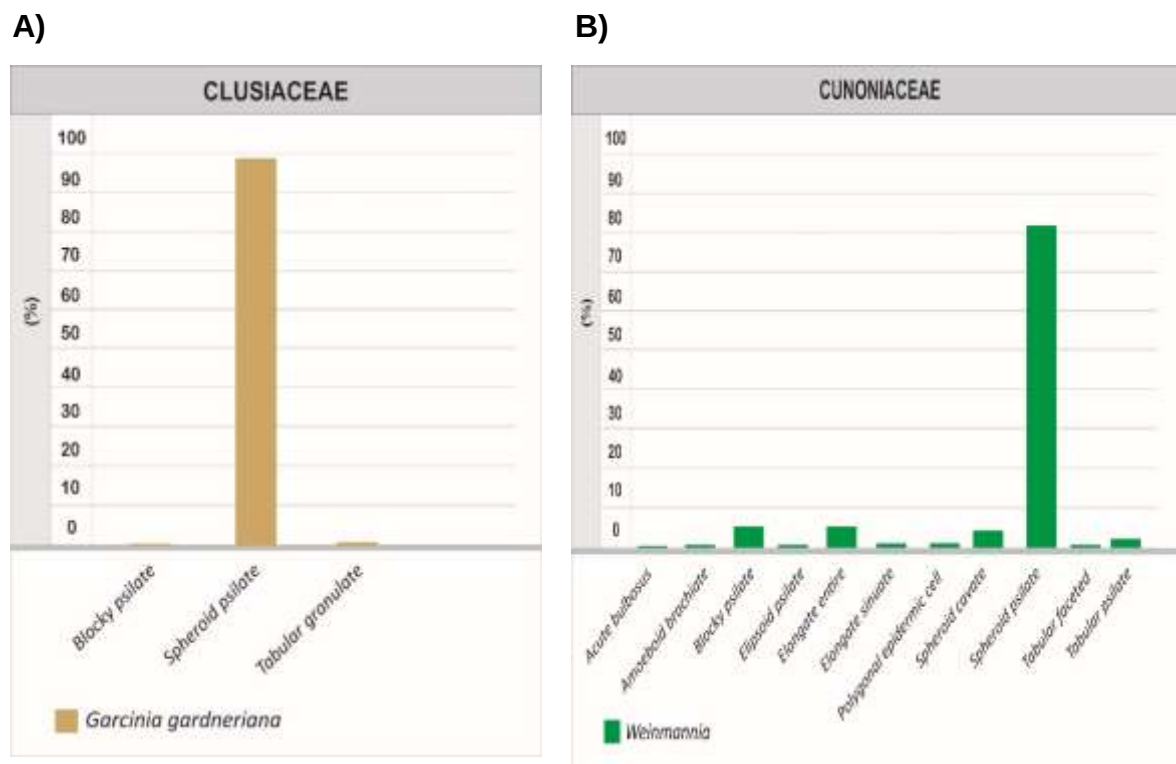


FIGURA 19 Tipos e distribuição de morfotipos de fitólitos produzidos pelas amostras das famílias A) Clusiaceae e B) Cunoniaceae.

ELAEOCARPACEAE e EUPHORBIACEAE

A amostra de *Sloane*, representante da família Elaeocarpaceae, apresentou produção abundante (Tabela 6), e demonstrou o *Polygonal epidermic cell* ($18,5\mu\text{m} \pm 6,3$) como o morfotipo mais representativo (Figura 20a; Prancha 14). Este resultado corrobora o estudo realizado por Watling & Iriarte (2013) com amostras desse mesmo gênero.

A família Euphorbiaceae, representada pela *Alchornea glandulosa*, também apresentou abundância na produção (Figura 20b), corroborando os resultados de Piperno, (1988); Cummings (1989); Kealhofer & Piperno (1998) e o morfotipo *Spheroid psilate* ($6,2\mu\text{m} \pm 7,2$) foi o morfotipo mais frequente no conjunto de formas identificadas (Figura 13a).

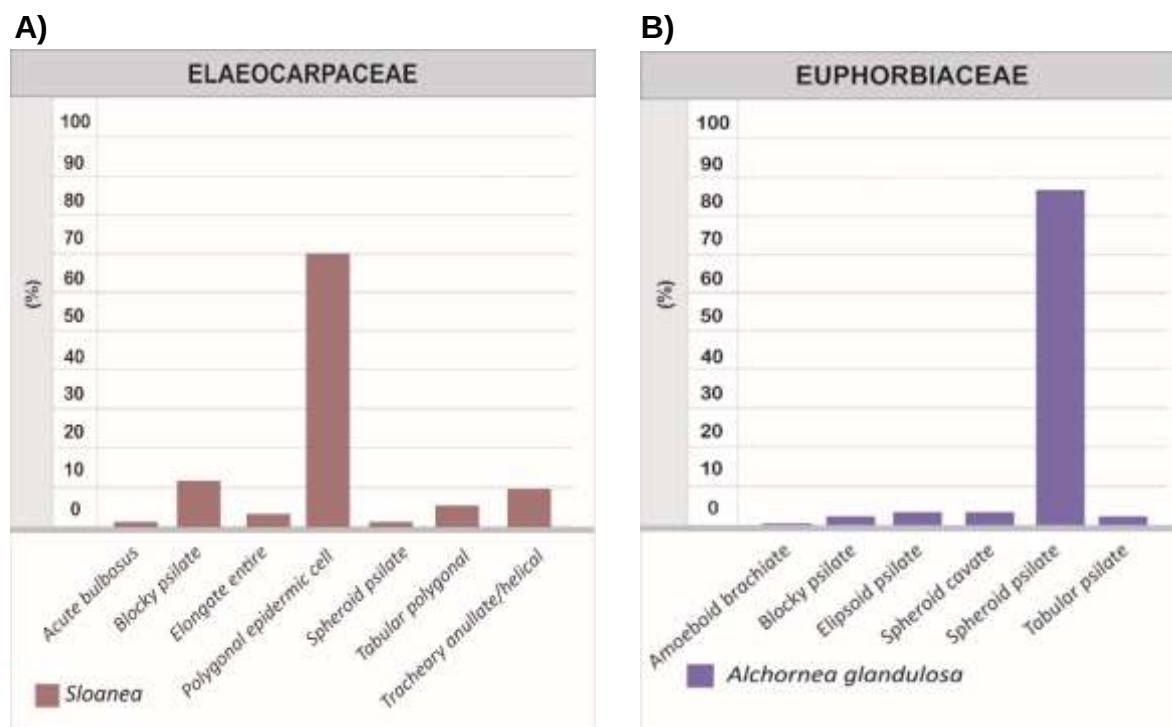


FIGURA 20. Tipos e distribuição de morfotipos de fitólitos produzidos pelas amostras das famílias A) Elaeocarpaceae e B) Euphorbiaceae

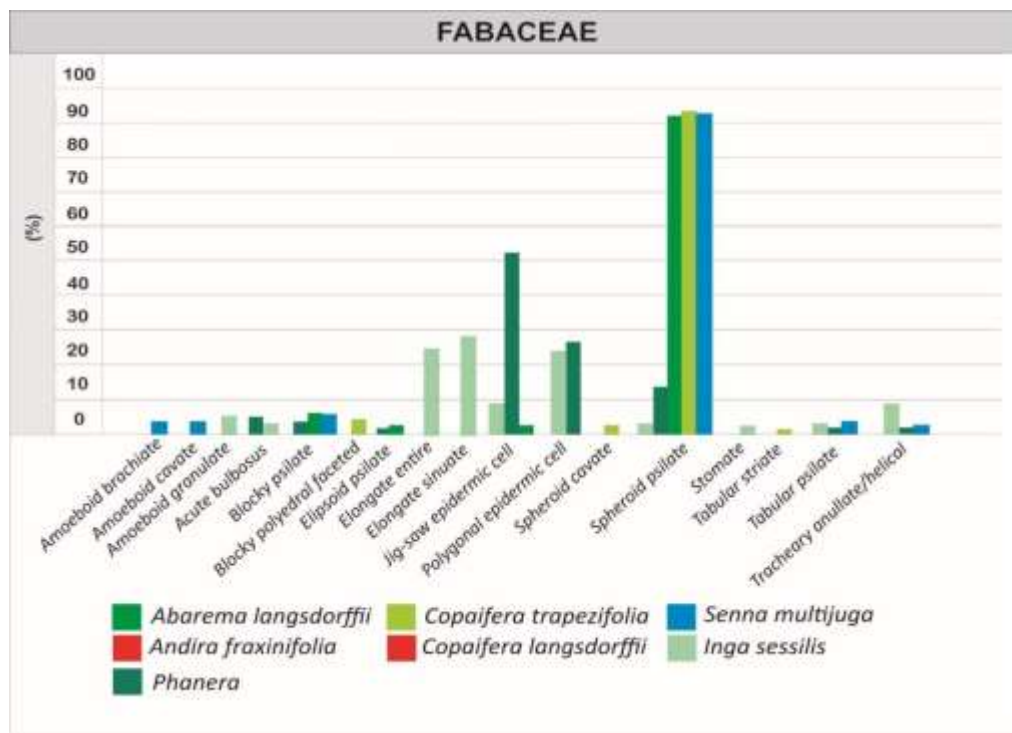
FABACEAE e LAMIACEAE

Dentre as sete espécies de Fabaceae analisadas neste trabalho (Figura 21a), observou-se forte variabilidade intrafamiliar na produção, que se manteve entre abundante e nula. Dentro do conjunto de morfotipos identificados, os mais representativos foram o *Polygonal epidermic cell* (Figura 12b), *Spheroid psilate* (Figura 13a) e *Jig-saw epidermic cell* (Figura 12a), com dimensões variadas. Produção abundante foi identificada por Kealhofer & Piperno (1998) em outras espécies dessa mesma família. Analisando outro conjunto de espécies, Katz (2015) cita que essa família tem produção média, enquanto Mercader et al. (2009) estudaram espécies de Fabaceae da Floresta do Miombo (África) e identificaram produção semelhante em termos de quantidade e de morfotipos, que corrobora a assembleia identificada no presente estudo.

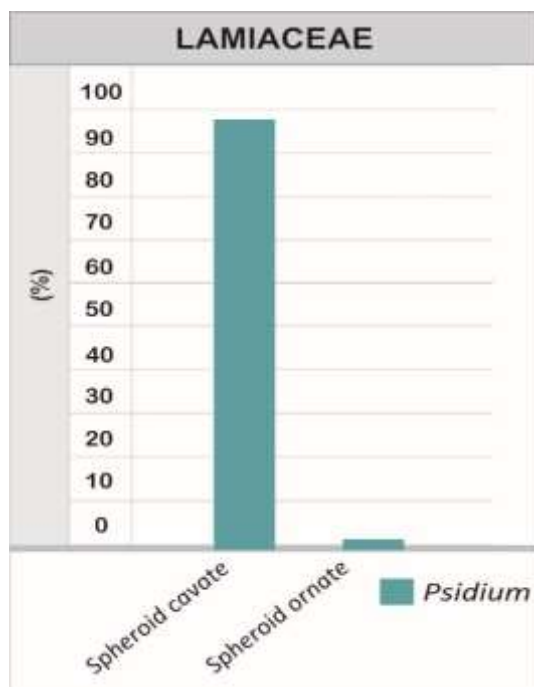
A amostra de *Psidium*, representante da família Lamiaceae, apresentou produção abundante e o *Spheroid cavate* ($8,1\mu\text{m} \pm 2,4$) como morfotipo mais frequente (Figura 21b). Este resultado difere daqueles obtidos por Katz (2015) e Wallis

(2003) que relataram, em estudos com espécies diferentes, produção rara para essa família.

A)



B)



C)

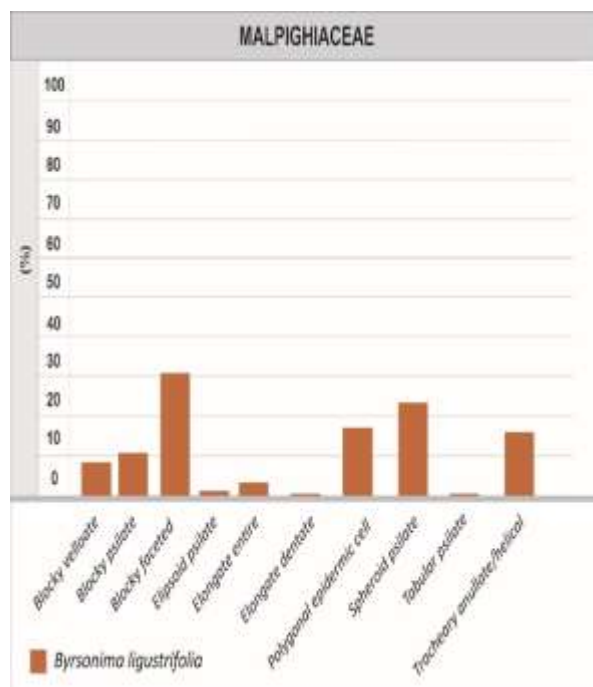


FIGURA 21. Tipos e distribuição de morfotipos de fitólitos produzidos pelas amostras das famílias A) Fabaceae, B) Lamiaceae e C) Malpighiaceae.

MALPIGHIACEAE e MELASTOMATACEAE

A família Malpighiaceae possui apenas uma espécie compondo esta coleção de referência, enquanto para Melastomataceae duas espécies foram amostradas. A *B. ligustrifolia*, da família Malpighiaceae, apresentou média produção de fitólitos e boa diversidade de morfotipos, sendo o *Spheroid psilate* o mais frequente (Figura 21c; Prancha 19), tal como resultados obtidos por Katz (2015).

As espécies da família Melastomataceae, *Miconia cabucu* e *Miconia*, diferiram quanto a produção. A *M. cabucu* apresentou produção média e a *Miconia*, produção nula. O morfotipo *Spheroid ornate* ($5,7 \mu\text{m} \pm 2,2$) foi dominante na assembleia desta espécie (Figura 22a; Prancha 21). Katz (2015) destaca que a produção variada, entre nula e rara, é comum nesta família. Estudo de Raitz (2012), analisando esta família na Floresta Ombrófila Mista, no Sudoeste paranaense, indicou produção rara para as espécies estudadas.

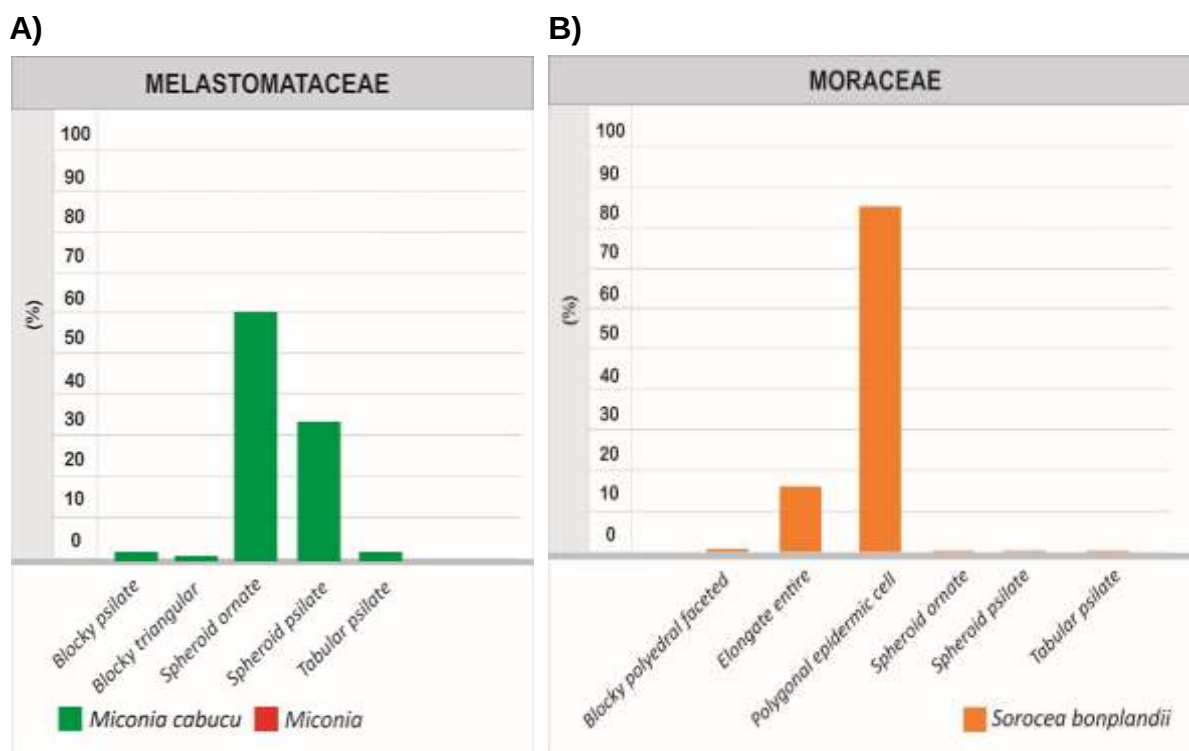


FIGURA 22. Tipos e distribuição de morfotipos de fitólitos produzidos pelas amostras das famílias A) Melastomataceae e B) Moraceae

MORACEAE

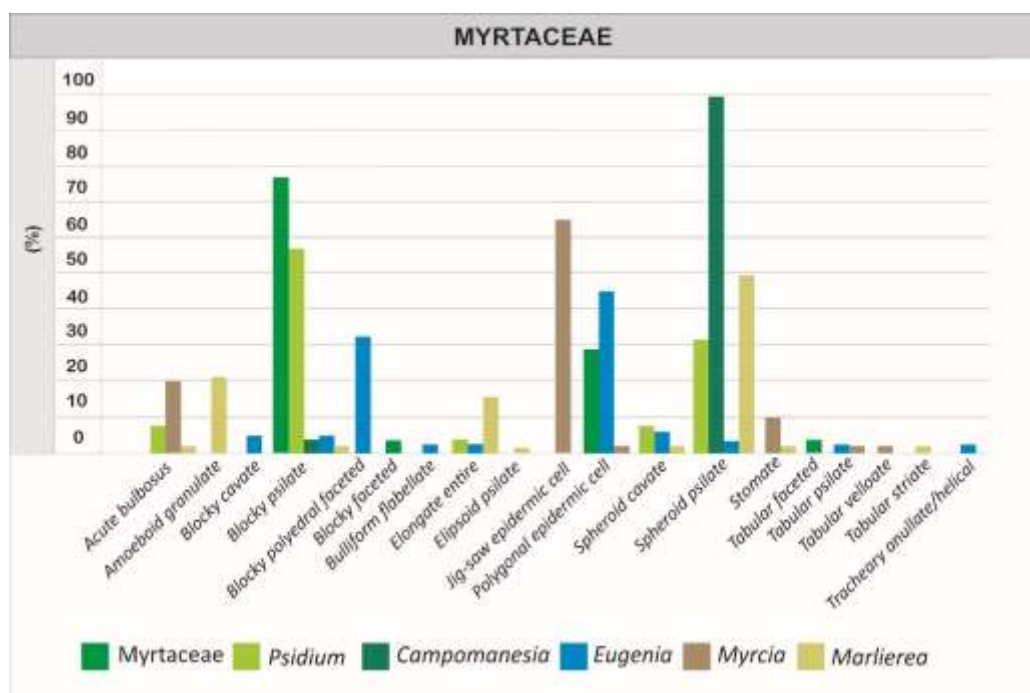
A amostra de *Sorocea bonplandi* da família Moraceae revelou produção abundante, tal como indicado por Kealhofer & Piperno (1998) e Piperno (1985). O morfotipo mais frequente foi o *polygonal epidermic cell* ($11,09 \mu\text{m} \pm 9,5$) (Figura 22b; Prancha 23).

MYRTACEAE e PHYLLANTHACEAE

As espécies da família Myrtaceae apresentaram diferença na produção de fitólitos. Das seis espécies estudadas, quatro apresentaram produção abundante e duas, produção média (Tabela 6). Kealhofer & Piperno (1998) confirmam que a família de Myrtaceae é boa produtora, diferentemente de Raitz (2012) que encontrou produção rara para plantas do mesmo gênero aqui estudado, isto é, o *Eugenia*. Já para Wallis (2003) essa família não é boa produtora. Os morfotipos representativos para essa família foram o *Spheroid psilate*, *Blocky psilate*, *Polygonal epidermic cell* e *Jig-saw epidermic cell* com tamanhos variados (Figuras 13-15; 23a; Prancha 24).

A *Hyeronima alchorneoides*, única representante da família Phyllanthaceae, apresentou abundância na produção (Tabela 6), contrariando os resultados de Katz (2015) que afirma que essa família não produz fitólitos. O morfotipo mais frequente foi o *Spheroid psilate* ($6,05 \mu\text{m} \pm 5,1$) (Figura 23b; Prancha 25).

A)



B)

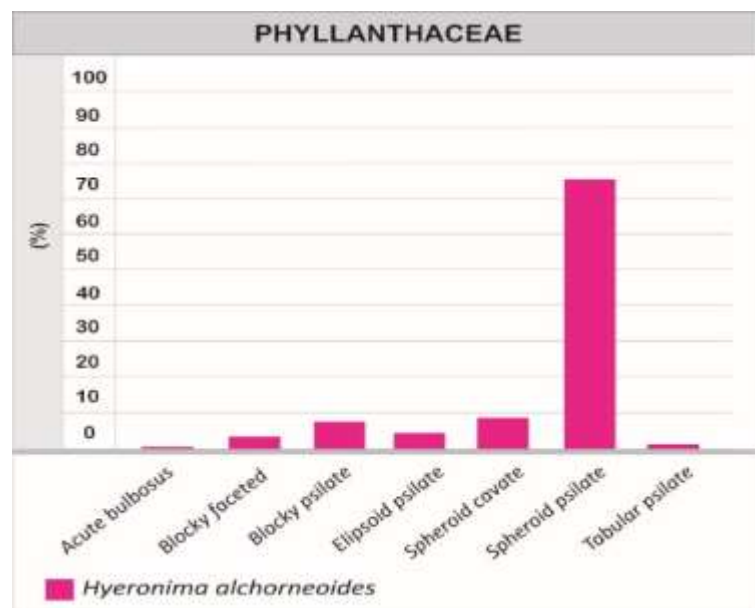


FIGURA 23. Tipos e distribuição de morfotipos de fitólitos produzidos pelas amostras das famílias A) Myrtaceae e B) Phyllanthaceae.

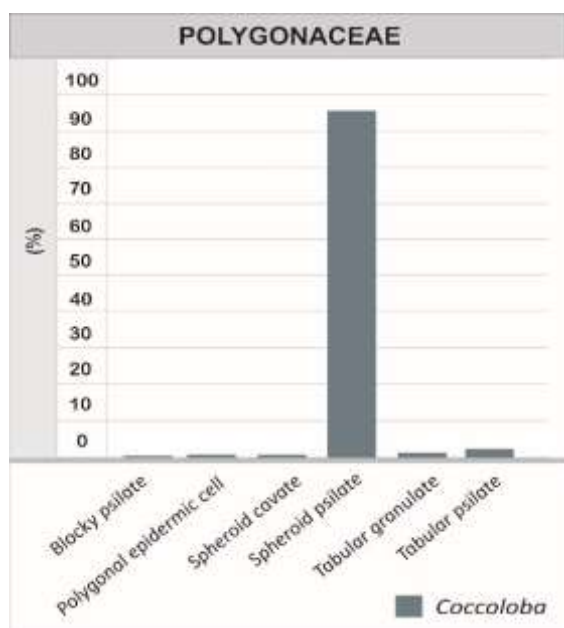
POLYGONACEAE, PRIMULACEAE e RUBIACEAE

As amostras dessas famílias têm em comum a elevada produção do morfotipo *Spheroid psilate* (Figura 24). A *Coccolaba*, amostra representativa da família Polygonaceae, revelou produção média, diferindo dos resultados obtidos por Katz (2015) e Bozarth (1989) que indicaram produção rara e nula, respectivamente para essa família. Bozarth (1989) destaca ainda que essa família produz apenas fragmentos não identificáveis. Na presente coleção foram identificados seis morfotipos produzidos pela *Coccolaba*, sendo o morfotipo mais frequente o *Spheroid psilate* ($7 \mu\text{m} \pm 3$) (Figura 24a).

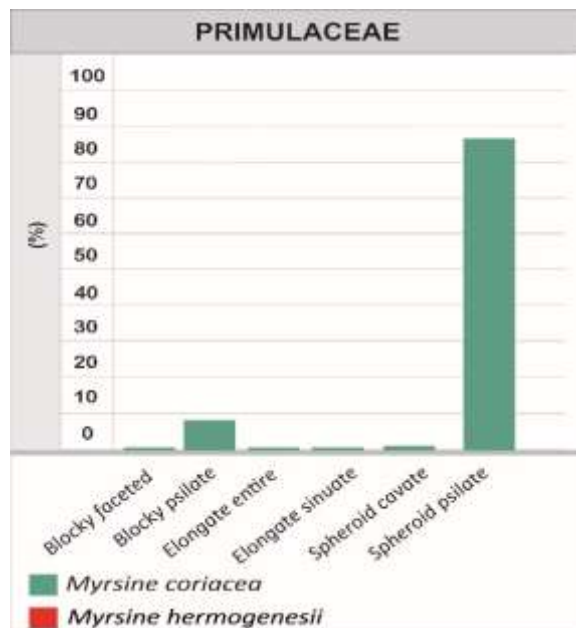
A família Primulaceae, indicada por Souza (2019), que estudou a Floresta Estacional Semidecidual em São Paulo e Katz (2005), como uma família de baixa à nula produção, aqui também apresentou variação nas espécies desta coleção, ambas do gênero *Myrsine* (Figura 24b) cuja produção variou entre abundante (*M. coriácea*) e nula (*M. hermogenesii*). O morfotipo representativo foi *Spheroid psilate* ($7,9 \mu\text{m} \pm 3,9$) (Prancha 29).

As cinco espécies de Rubiaceae estudadas variaram a produção entre boa e abundante (Tabela 6). Raitz (2012) e Mercader et al. (2009) também encontraram produção abundante para essa família. Os morfotipos mais frequentes foram o *Polygonal epidermic cell*, *Spheroid psilate* e *Blocky granulate* com média variada de tamanho (Figuras 11-13; 24c; Prancha 30).

A)



B)



C)

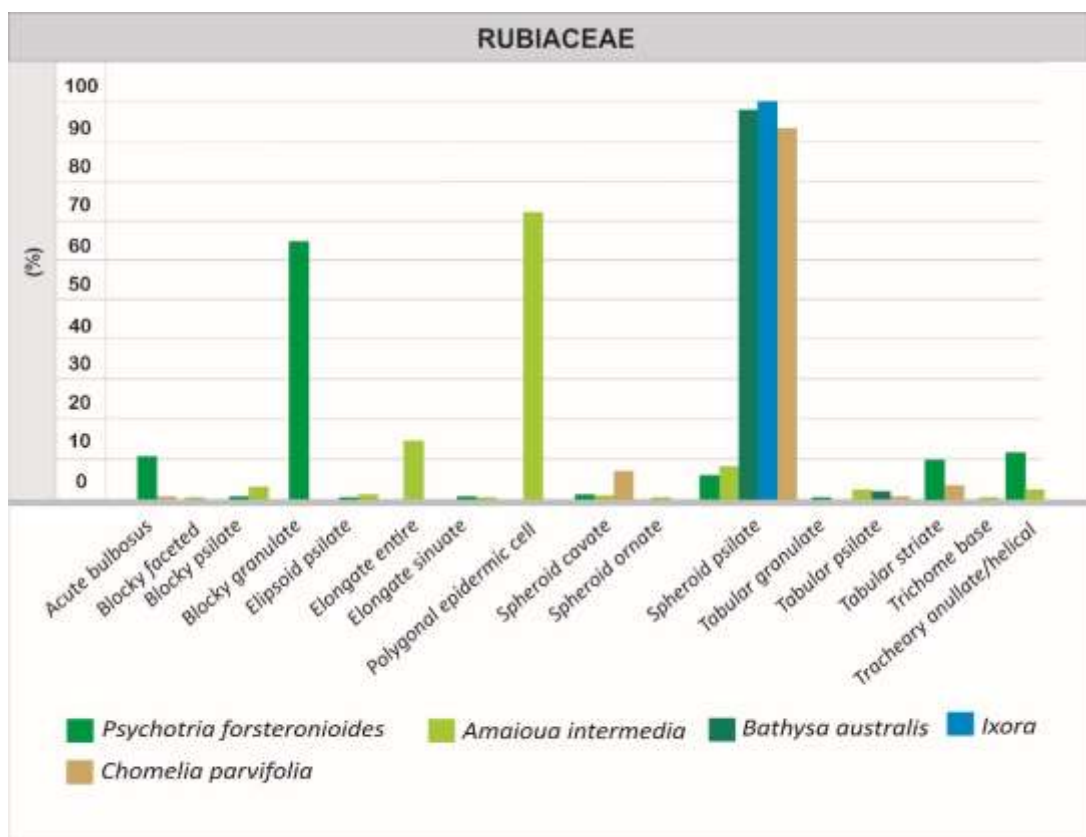


FIGURA 24. Tipos e distribuição de morfotipos de fitólitos produzidos pelas amostras das famílias A) Polygonaceae, B) Primulaceae e C) Rubiaceae.

RUTACEAE e SALICACEAE

A família Rutaceae apresentou produção abundante, corroborando estudos de Kealhofer & Piperno (1998). A forma mais frequente foi *Polygonal epidermic cell* (Figura 25a; Prancha 31) com média de tamanho variando entre 9 μm ($\pm 5,8$) e 25,3 μm (± 4) (Figura 12b). As duas espécies da família Salicaceae variaram entre não-produtora à produção abundante, ambas do mesmo gênero (*Casearia*) (Figura 25b). O morfotipo característico foi o *Spheroid cavate* (Prancha 32) (8,5 μm $\pm 3,7$) (Figura 12d). Essa variação entre as espécies de Salicaceae foi apontada também por Bozarth (1989) e Piperno (1988).

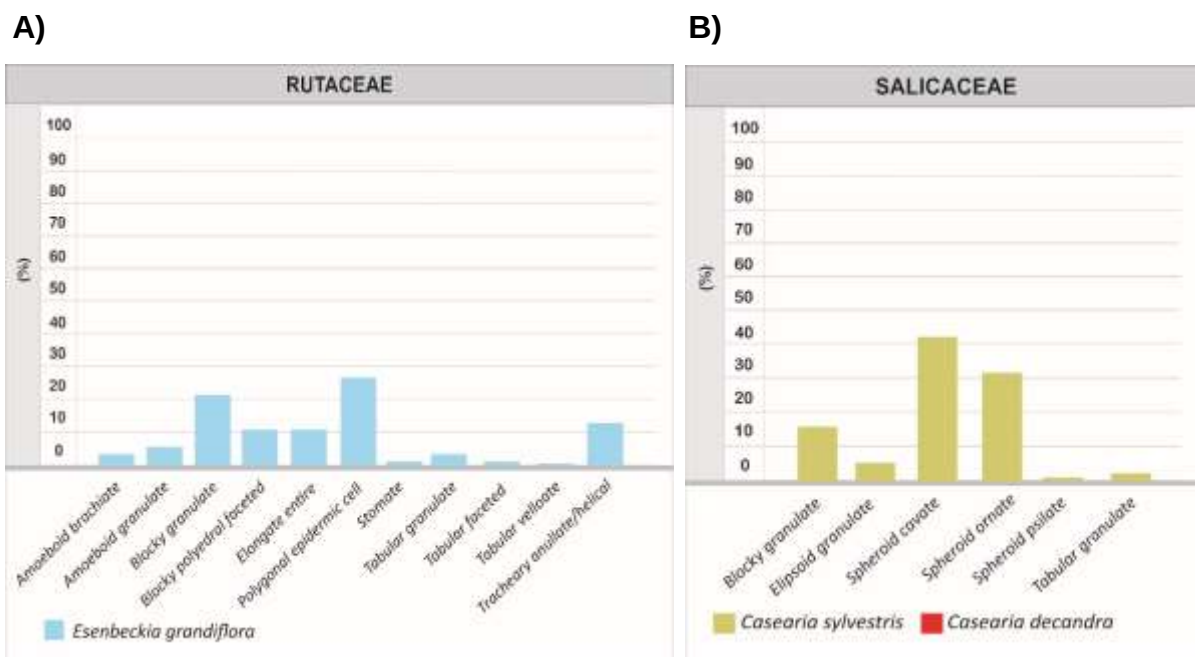


FIGURA 25. Tipos e distribuição de morfotipos de fitólitos produzidos pelas amostras das famílias A) Rutaceae e B) Salicaceae.

SAPINDACEAE e SAPOTACEAE

A família Sapindaceae (Figura 26a) apresentou variação intraespecífica entre abundante e boa (Tabela 6). O morfotipo mais frequente foi o *Spheroid psilate* (Prancha 33) com média de tamanho entre 7-8 μm (Figura 13a). Kealhofer & Piperno (1998) corroboram a variação intraespecífica, com variação na produção entre boa e rara.

As amostras da família Sapotaceae apresentaram boa produção (Tabela 6) e o morfotipo mais representativo foi o *Spheroid psilate* (Figura 26b; Prancha 34). A produção dessa família é corroborada por Macedo et al. (2015).

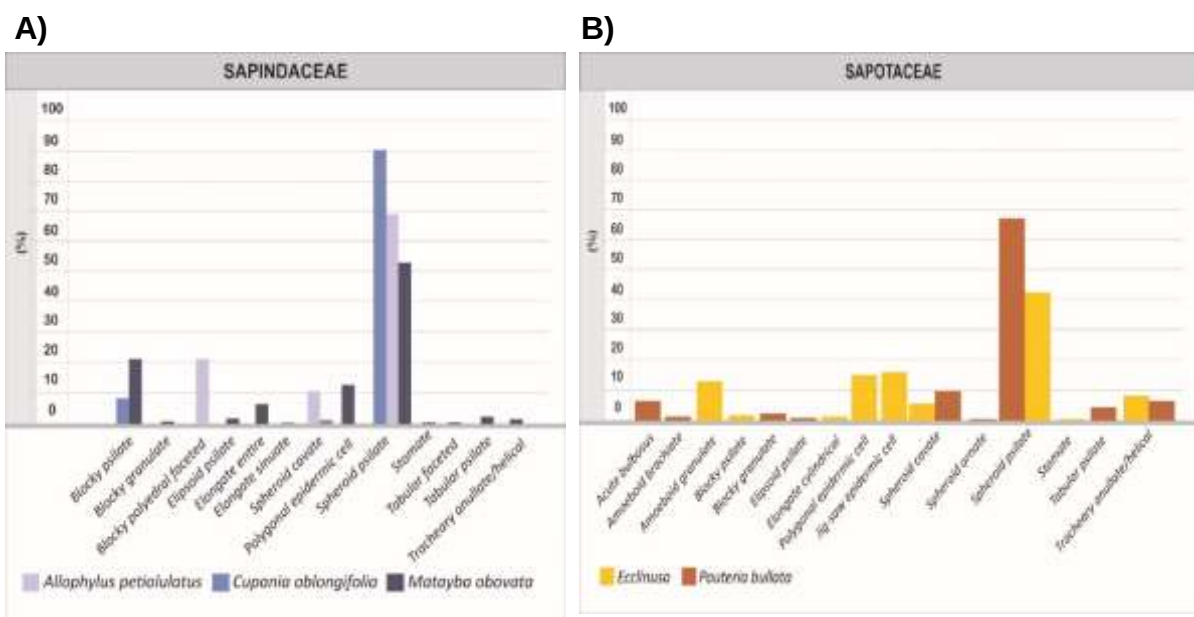


FIGURA 26. Tipos e distribuição de morfotipos de fitólitos produzidos pelas amostras das famílias a) Sapindaceae e b) Sapotaceae.

▪ Monocotiledoneae

ARECACEAE

A Arecaceae é uma das famílias de maior produção de fitólitos (Figura 27a) (ALBERT; BAMFORD; CABANES, 2009; BENVENUTO et al., 2015; MORCOTE-RÍOS; BERNAL; RAZ, 2016; KATZ, 2015; WALLIS, 2003; PIPERNO, 2006). A produção de *Spheroid echinate* (5µm -6µm) e *Conical (with acute basal projections)* (7µm-8µm) (Figura 12e), são morfotipos diagnósticos desta família (Prancha 4), e foram abundantes em três das quatro espécies analisadas. Este resultado corrobora estudos com esta família em diversas regiões do globo (ALBERT; BAMFORD; CABANES, 2009; BENVENUTO et al., 2015; MORCOTE-RÍOS; BERNAL; RAZ, 2016; PRYCHID; RUDALL; GREGORY, 2003).

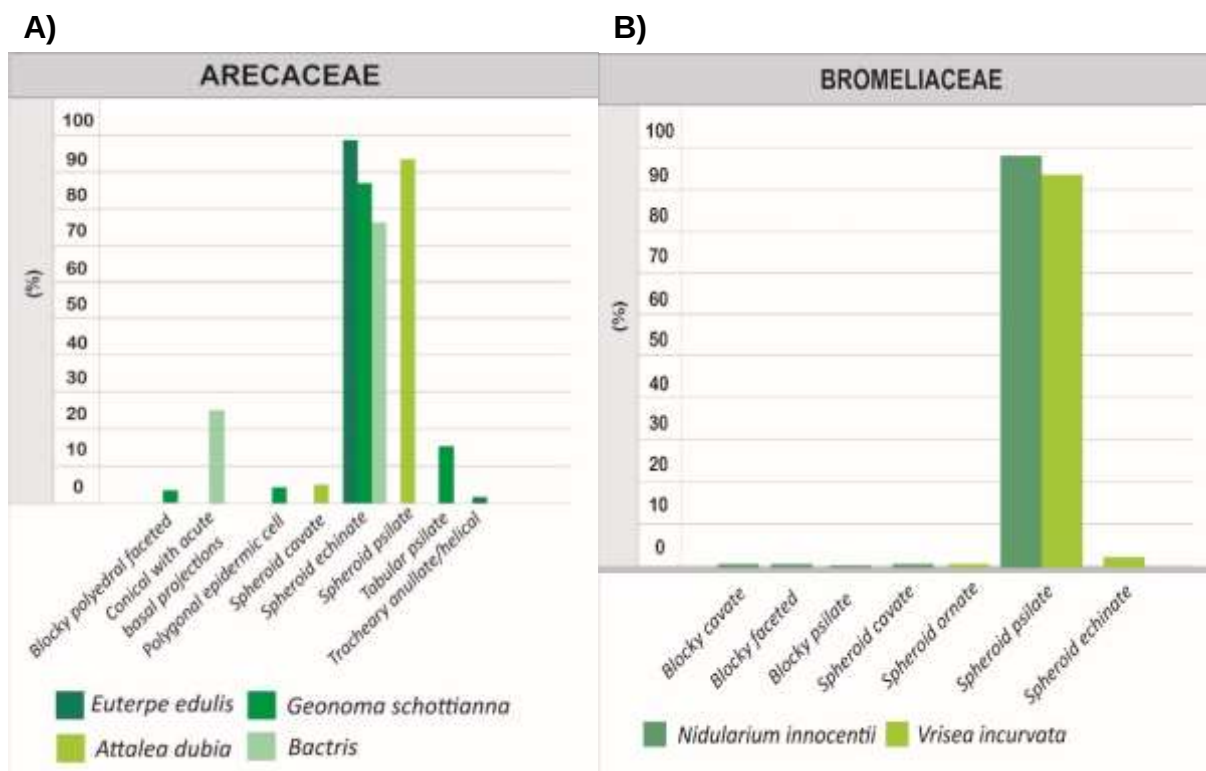


FIGURA 27. Tipos e distribuição de morfotipos de fitólitos produzidos pelas amostras das famílias A) Arecaceae e B) Bromeliaceae.

BROMELIACEAE

As espécies de Bromeliaceae são produtoras abundantes de fitólitos (PIPERNO, 1988; WALLIS, 2003). O morfotipo diagnóstico dessa família é o *Spheroid psilate* e *echinate* (ICPT et al., 2019). Nesta coleção, apenas o *spheroid psilate* foi significativo e apresentou tamanho médio em torno de $2\mu\text{m} (\pm 3)$ (Figuras 13a; 27b; Prancha 7).

MONIMIACEAE

A família Monimiaceae apresentou discrepância na produção de fitólitos entre as duas amostras dessa coleção, ambas do gênero *Mollinedia*, variando entre abundante e média. O morfotipo mais frequente foi o *Polygonal epidermic cell* ($14,5\mu\text{m} \pm 4,7$) e *Spheroid psilate* ($5,2\mu\text{m} \pm 5,2$) (Figura 28; Prancha 22). A variação intrafamiliar na produção de fitólitos é corroborada por estudos de Raitz (2012) que também observou produção rara e Katz (2015), produção nula.

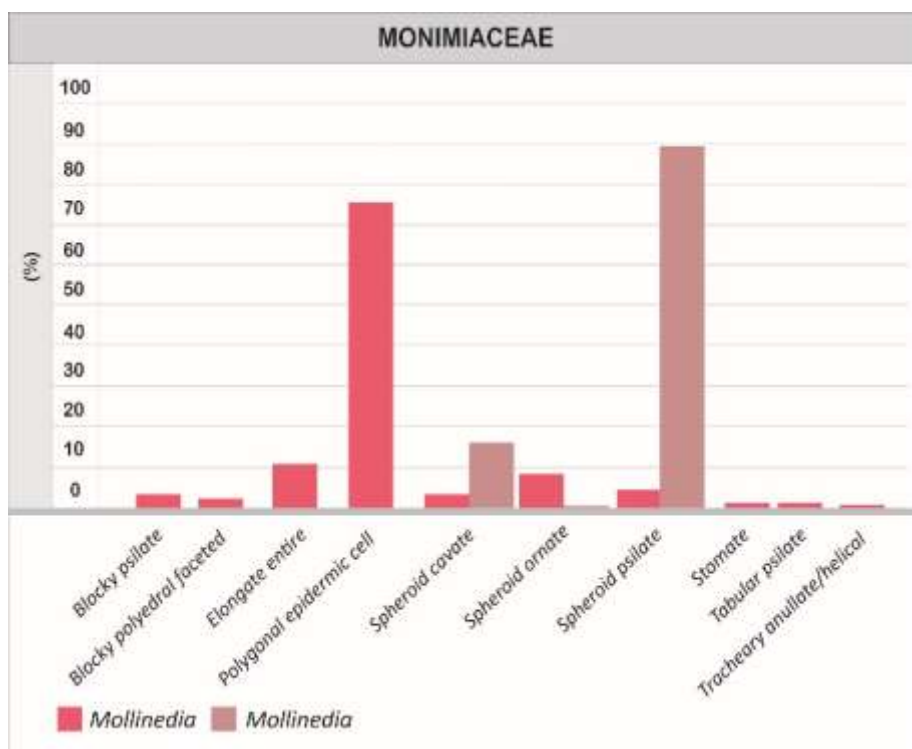


FIGURA 28. Tipos e distribuição de morfotipos de fitólitos produzidos pelas amostras da família Monimiaceae.

LAURACEAE

Em geral as plantas dessa família são plantas de porte arbóreo ou arbustivo, maioritariamente arbustos ou pequenas árvores (CHRISTENHUSZ; BYNG, 2016). A família Lauraceae é representada por cinco espécies, que registram abundância na produção. Os morfotipos *Spheroid psilate*, *Blocky psilate* e *Spheroid cavate* foram os mais frequentes neste conjunto de espécies (Figura 29), com dimensões variadas (Figura 13a, 11e e 12d, respectivamente). Raitz (2012) encontrou assembleia semelhante para as espécies dessa família, coletadas na Floresta Ombrófila Mista de Araucária no Paraná.

PIPERACEAE

As duas espécies de Piperaceae, do gênero *Piper*, apresentaram produção abundante (Tabela 6), sendo o *Polygonal epidermic cell* ($11,1 \mu\text{m} \pm 5,2$) e o *Spheroid cavate* ($8,5 \mu\text{m} \pm 3,8$) morfotipos comuns entre as duas e

mais frequentes (Figura 30b), tal como indicado por Raitz (2012) que também identificou esses morfotipos nesta família (Prancha 26).

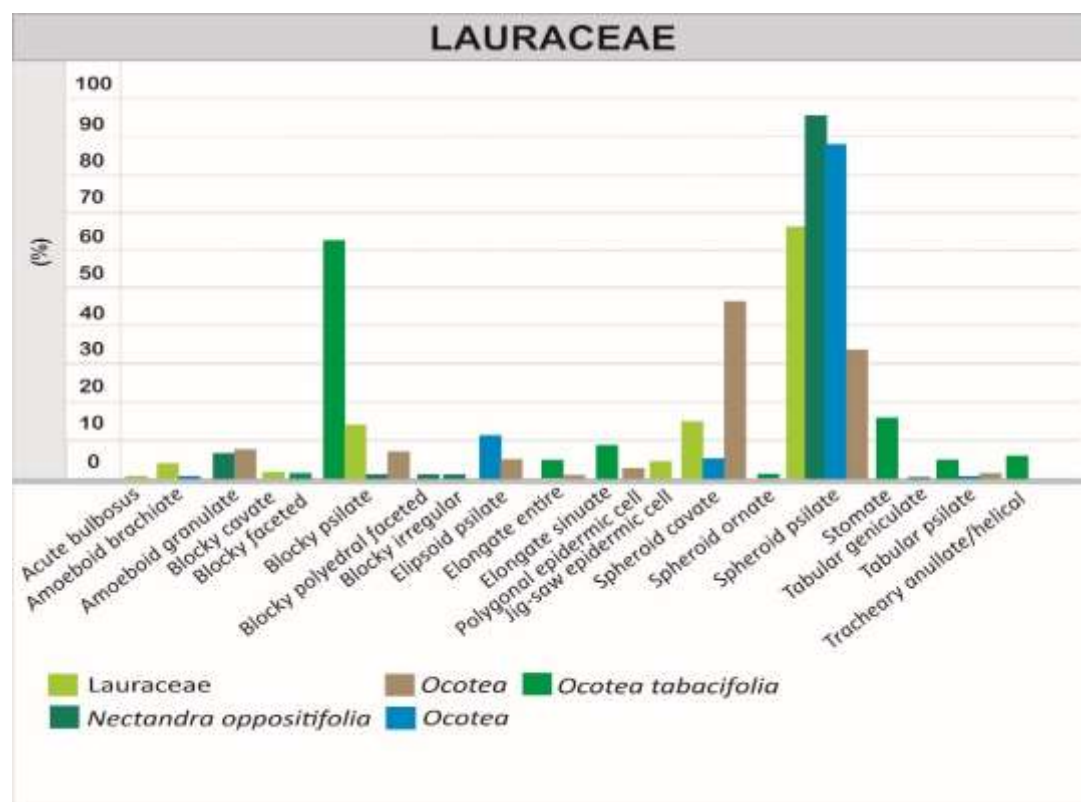


FIGURA 29. Tipos e distribuição de morfotipos de fitólitos produzidos pelas amostras da família Lauraceae.

MARANTHACEAE

A família Maranthaceae, aqui representada pela *Ctenanthe lanceolate*, apresentou produção abundante e baixa diversidade de morfotipos. O *Spheroid psilate* ($6,7 \mu\text{m} \pm 1,2$) foi o morfotipo mais frequente (Figura 30a; Prancha 20). Prychid, Rudall e Gregory (2003), estudando monocotiledôneas tropicais, corroboram tal produção para essa família, assim como Kealhofer & Piperno (1998).

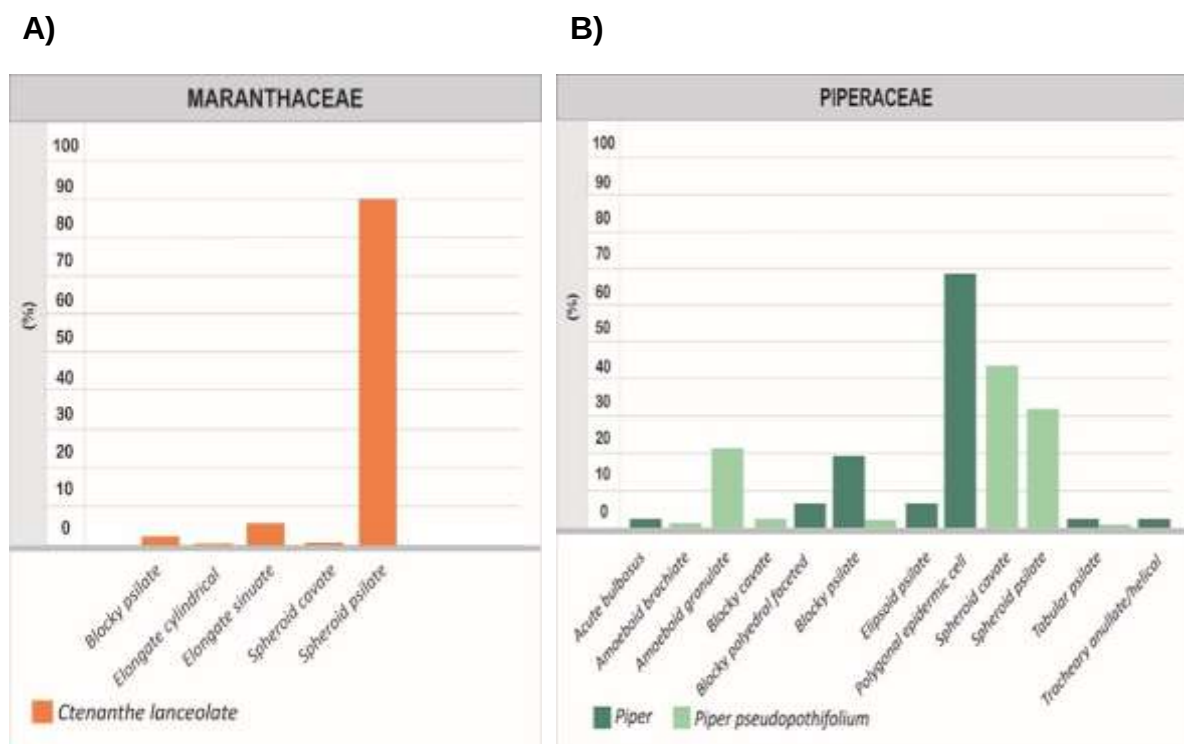


FIGURA 30. Tipos e distribuição de morfotipos de fitólitos produzidos pelas amostras das famílias A) Maranthaceae e B) Piperaceae.

CYPERACEAE e POACEAE

As duas famílias de monocotiledôneas amostradas, Cyperaceae e Poaceae, apresentaram produção abundante (Tabela 6; Pranchas 13 e 27, respectivamente). As espécies de Cyperaceae produziram morfotipos diagnósticos como o *Conical cyperus* e o *papillate* (Figura 31), conforme assinalado por Cecchet (2012); Fernández Honaine, Zucol e Osterrieth (2009) e Mercader et al. (2009) que encontraram os mesmos morfotipos diagnósticos para essa família.

As espécies de Poaceae (Figura 32) também produziram morfotipos diagnósticos (células curtas) de gramíneas representativos das subfamílias Panicoideae e Bambusoideae, corroborando os estudos que indicam essas subfamílias como excelentes produtoras, com forte significado taxonômico e ambiental (TWISS; SUESS E SMITH, 1969; MERCADER et al., 2009); NOVELLO & BARBONI, 2015; MORCOTE-RIOS, BERNAL E RAZ, 2016).

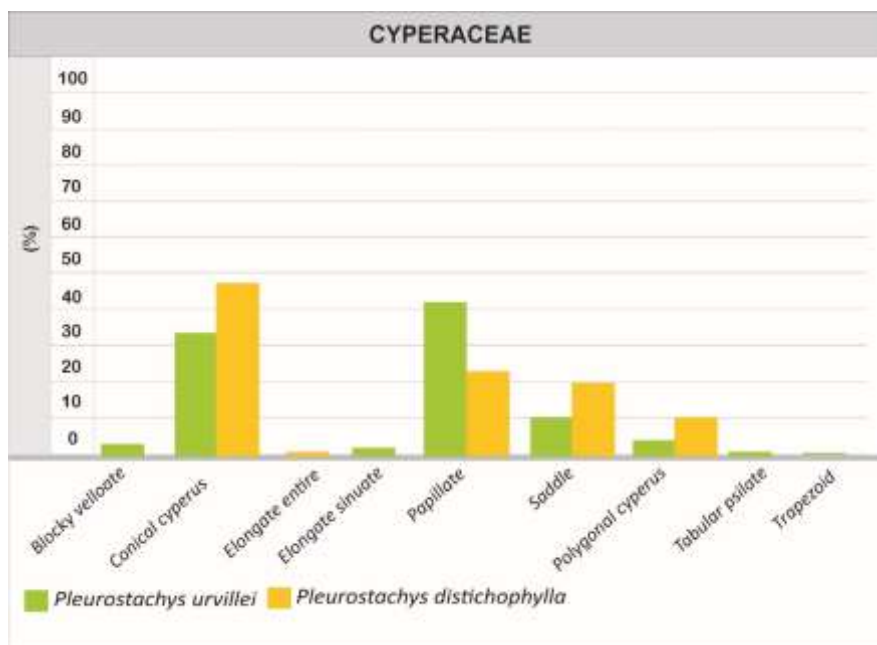


FIGURA 31. Tipos e distribuição de morfotipos de fitólitos produzidos pelas amostras da família Cyperaceae

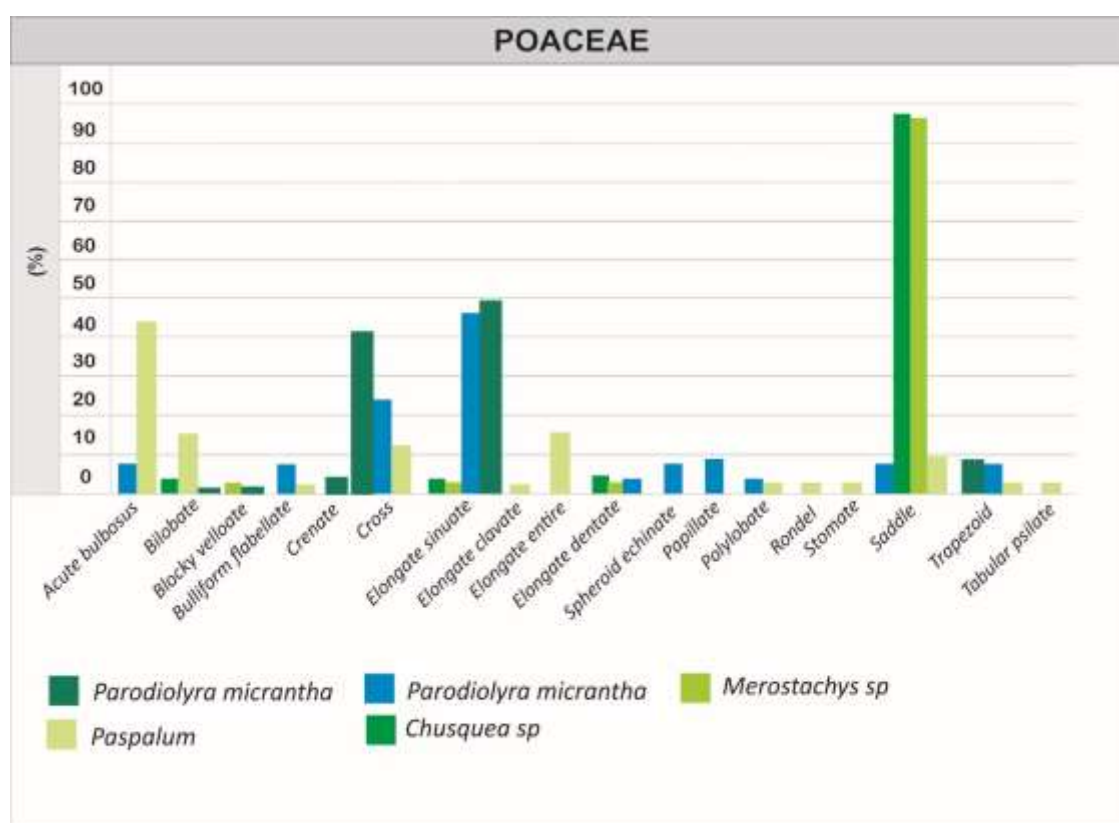


FIGURA 32. Tipos e distribuição de morfotipos de fitólitos produzidos pelas amostras da família Poaceae.

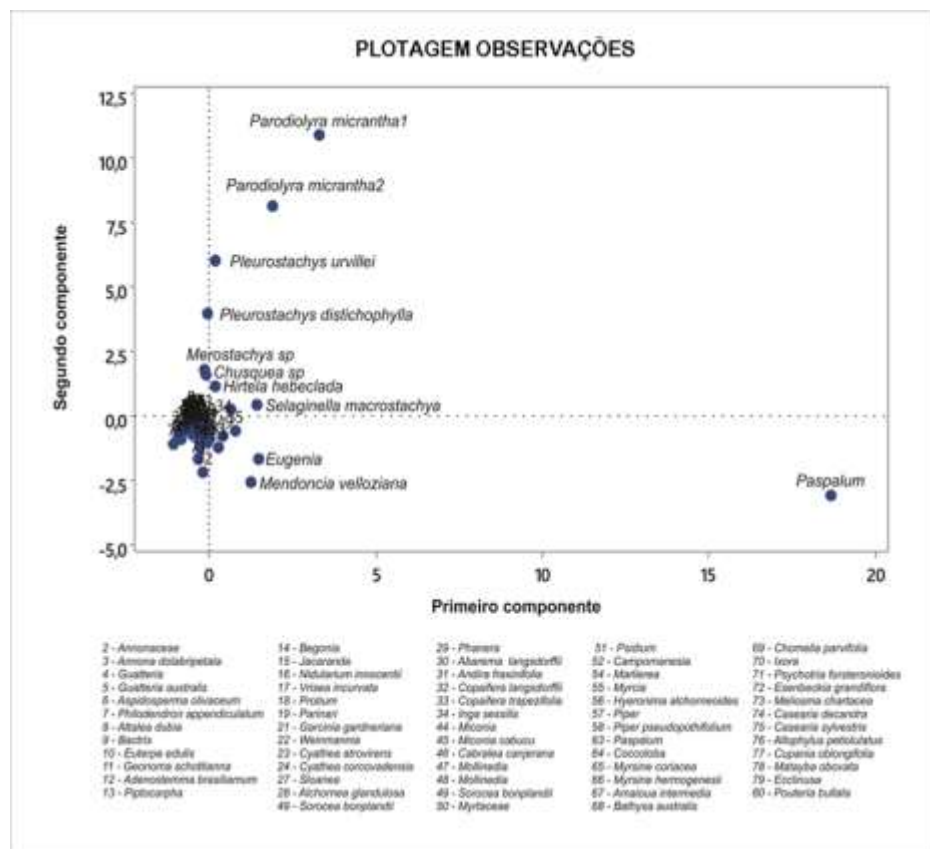
5.3.2. ANÁLISE COMPONENTES PRINCIPAIS E DE AGRUPAMENTO HIERÁRQUICO: CLASSIFICAÇÃO E AGRUPAMENTOS

Os resultados da análise multivariada permitiram identificar baixa similaridade entre as assembleias produzidas pelas espécies de fitólitos desta coleção. As quatro primeiras componentes explicam apenas 31% da variabilidade dos morfotipos entre as espécies estudadas (Tabela 9). Entretanto, é possível identificar alguns agrupamentos que salientam as condições ambientais das amostras (Figura 33).

Tabela 9. Descrição dos resultados da matriz de correlação para Análise de Componentes Principais

PCA	PCA1	PCA2	PCA3	PCA4	PCA5	PCA6
Autovalor	4,9206	3,6132	2,8525	2,7386	2,4508	2,1158
Proporção	0,109	0,08	0,063	0,061	0,054	0,047
Cumulativo	0,109	0,19	0,253	0,314	0,368	0,415

A)



B)

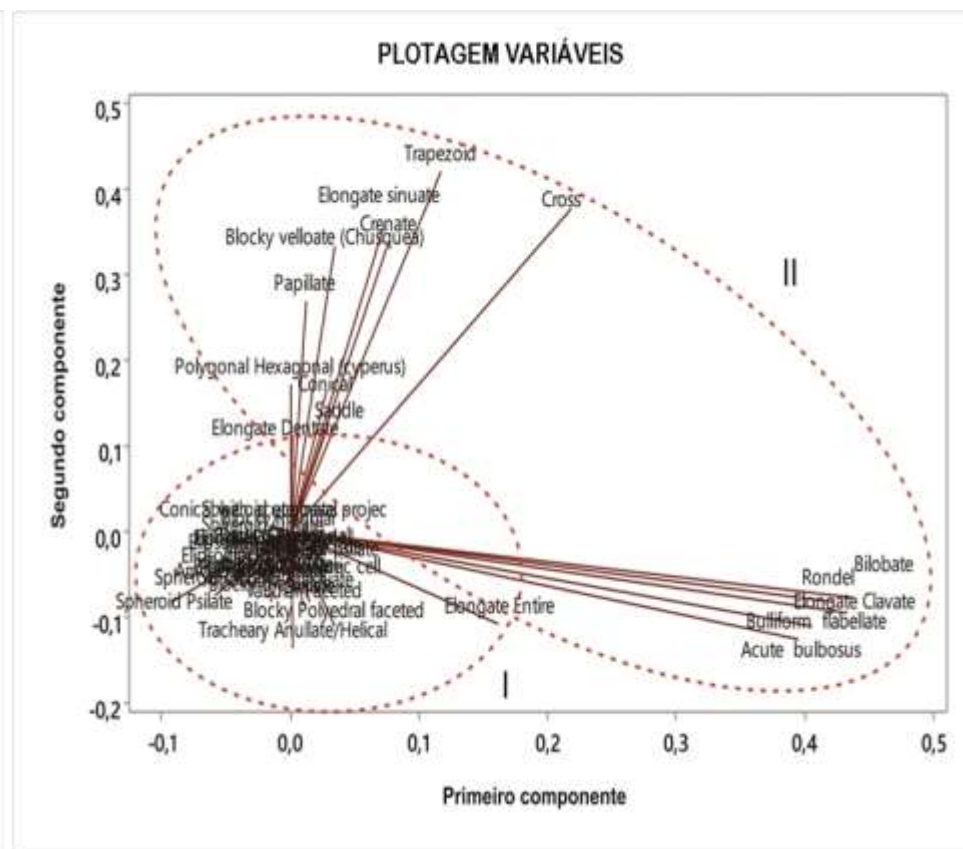


FIGURA 33. Análise de componentes principais das espécies relacionadas a produção de fitólitos: a) Gráfico de autovetores das amostras; b) Plano de elipses e dispersão das variáveis agrupadas de acordo com a produção de fitólitos.

A PCA-Eixo 1 é responsável por 10,9% da variância total dos dados e o quadrante positivo é marcado pela presença das amostras de *Paradiolyra micrantha*^{1,2}, *Pleurostachys urvillei*, *Pleurostachys distichophylla*, *Merostachys sp*, *Chusquea sp*, *Hirtela hebeclada* e *Selaginella macrostachya*. Já no quadrante negativo pelas amostras de *Eugenia*, *Mendoncia velloziana* e, fortemente marcada pela *Paspalum* (Outlier) (Figura 33a).

A PCA-Eixo 2 é responsável por apenas 8% da variância total dos dados e o quadrante positivo é marcado pela presença das amostras de *Bactris*, *Miconia* e *Casearia decandra* e no quadrante negativo marcado fortemente pelas amostras de *Psychotria forsteronioides*, *Esenbeckia grandiflora*, *Casearia sylvestris* e *Meliosma chartacea* (Figura 33a).

Pela produção dos morfotipos, é possível perceber que o agrupamento se deu em virtude do hábito ecológico das espécies, isto é, os morfotipos agrupados na elipse I (Figura 33b) representam majoritariamente as espécies de hábito lenhoso/arbustivo, fortemente redundantes na produção de fitólitos, com necessidade de umidade (FLORES et al., 2015; SCHEER; MOCOCHINSKI, 2009; VINICIUS C; HARRI, 2008). São plantas associadas a estrutura fitofisionômica de cobertura arbórea densa e, neste caso, representam um conjunto de plantas adaptadas ao ambiente alto-montano.

A elipse II agrupou predominantemente as amostras de gramíneas (FIGURA 33b). Na primeira componente, no quadrante negativo, os morfotipos representativos são de amostras do gênero *Paspalum* (Poaceae), tipicamente endêmica de condições de clima quente, tropical, subtropical e temperado quente do mundo (TWISS, 1992; BATISTA; NETO, 2000). Já no quadrante positivo os morfotipos agrupados destacam as amostras de Poaceae (Subfamília Bambusoidea) e Cyperaceae, de hábito herbáceo (TWISS, 1992; FERNÁNDEZ HONAINÉ; ZUCOL; OSTERRIETH, 2009). Kozera; Rodrigues; Dittrich (2008) ressaltam que ambos os gêneros destas famílias (*Pleurostachys* da Cyperaceae e *Paradiolyra* da Poaceae) ocorrem em ambientes quentes e úmidos no interior de florestas tropicais densas, onde o crescimento é favorecido principalmente pelas condições de maior luminosidade, originadas pela abertura do dossel.

A Figura 34 destaca o dendograma (clusters) das amostras (por espécies), que demonstra tendência semelhante a indicada pela PCA, isto é, agrupar as amostras por hábito ecológico. Foram identificados três grupos (I, II, IIIa e IIIb), representando:

I – Agrupamento de gêneros que produzem fitólitos representativos de ambiente quente, úmido, e com alto índice de insolação, provavelmente clareiras no dossel, predominantemente agrupados por gramíneas herbáceas e/ou arvoretas de baixo porte, porém com baixa similaridade dentro desse grupo, com exceção das espécies de Poaceae (Subfamília Bambusoideae), que se agruparam com aproximadamente 99% de similaridade.

II – Agrupamento com base no habitat das amostras, que demonstram similaridade com espécies tropicais e subtropicais, de ambiente altamente úmido, com densidade arbórea média/alta.

III – Agrupamento de gêneros majoritariamente arbóreo/arbustivo, tipicamente lenhosos, com necessidade de manutenção hídrica e de alta densidade arbórea, com similaridade em 100% no grupo IIIa, porém com baixa similaridade no grupo IIIb, ambos os grupos agrupados sem um padrão filogenético típico, ajustados unicamente pela produção redundante desses morfotipos entre si.

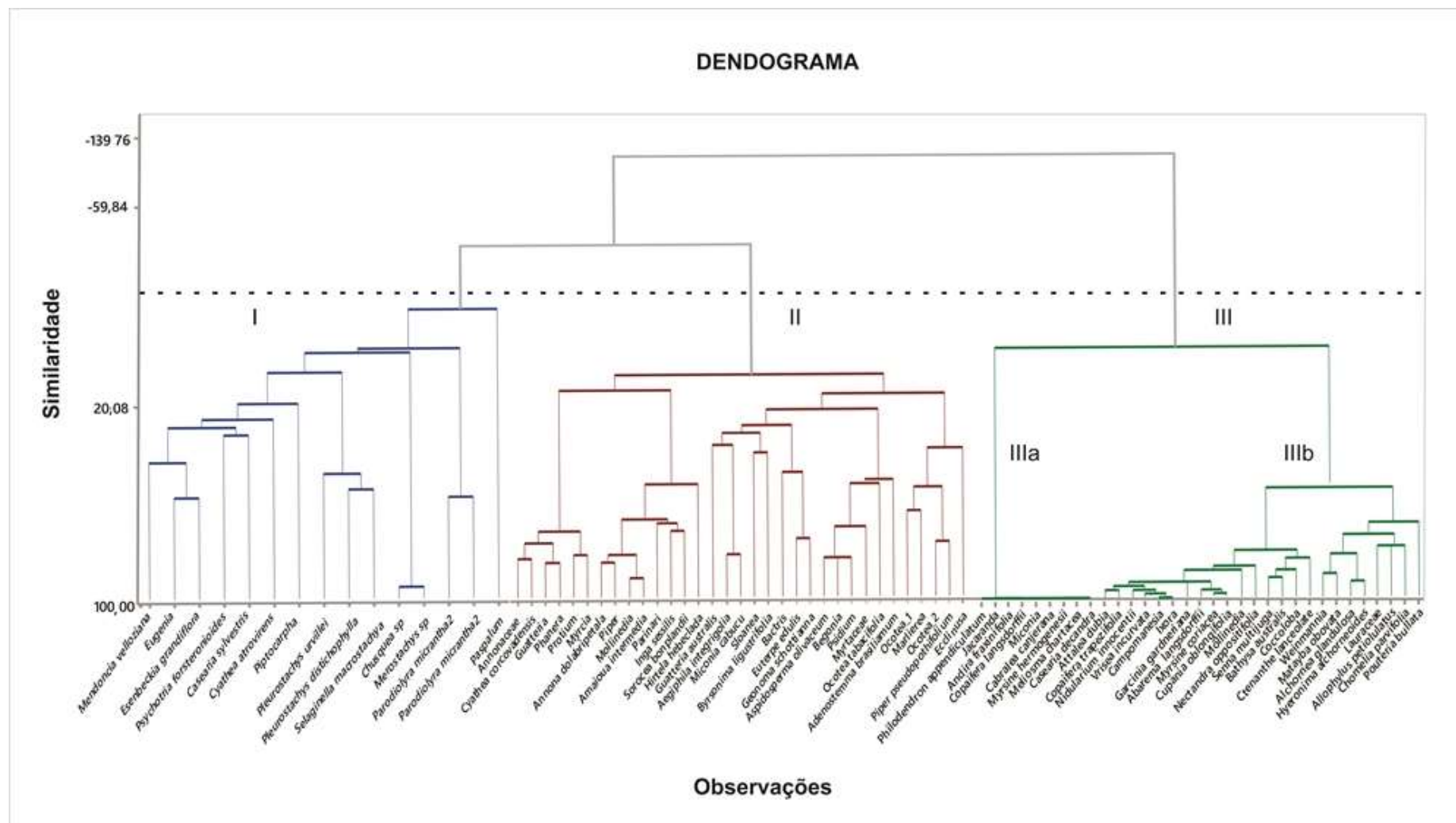


FIGURA 34. Agrupamentos estatísticos (clusters) das amostras de plantas representativas da FOAM.

5.4 ASSEMBLEIA FITOLÍTICA DO SOLO E COMPOSIÇÃO ISOTÓPICA DA MOS

A assinatura fitolítica da vegetação atual da Floresta Ombrófila Altomontana foi determinada a partir das amostras dos primeiros centímetros de solo dos pontos ao longo do transecto. O *fingerprinting* fitolítico caracteriza a produção fitolítica da vegetação moderna da FOAM, ou o que Strömberg et al. (2018) chama de Coleção de Referência de Fitólitos Modernos em Solo. Embora haja críticas a esse termo, é possível fazer inferências da vegetação através do sinal fitolítico preservado nas camadas superficiais do solo.

Em todas as amostras a porcentagem de FIA foi $>0,9$ (Apêndice 8) e foi possível contar mais de 200 fitólitos com significado taxonômico em todas as amostras do transecto e do perfil de solo*. No total foram identificados 41 morfotipos de fitólitos com significado taxonômico e ambiental (Apêndice 3).

Ao longo do transecto foi observada grande quantidade e diversidade de fitólitos em todas as amostras (Tabela 10), explicados pela presença de uma camada espessa de serapilheira que, após a decomposição e humificação da matéria orgânica, libera os fitólitos para serem incorporados ao solo. Assim, as camadas superficiais do solo tendem a apresentar maior quantidade e diversidade de fitólitos, conforme destacado por Alexandre et al. (2017). Estes autores discutem a distribuição dos reservatórios de fitólitos (sílica biogênica) ao longo do perfil de solo. Em ambiente altomontano, como o da área do estudo, a decomposição da MOS, favorecida pelo clima úmido e de temperatura amena, é retardada, consequentemente preservando os fitólitos (KOEHLER, 2001; IBGE, 2012).

Tabela 10. Diversidade de fitólitos identificados no transecto.

Camadas	<i>Quantidade de morfotipos</i>					Média
	P1	P2	P3	P4	P5	
Serapilheira	10	19	23	17	11	16
0-5cm	11	11	21	17	13	14,6
5-10cm	10	13	12	11	10	11,2

Fonte: Adaptado de Mozer, 2019

Observa-se que em todas as amostras do transecto o sinal fitolítico é marcado pela predominância de fitólitos de Eudicotiledoneae (*Blockys*, *Spheroid psilate* e *ornate* – Figura 36L, M e N), concordante com a vegetação sobrejacente. Destaca-se na mesma figura o aumento dos fitólitos de Arecaceae (*Spheroid echinate* e *Conical*, Figura 5P e K, respectivamente) em detrimento dos fitólitos dos demais grupos de plantas nas camadas de 0-5 cm e 5-10 cm.

A assinatura fitolítica (Serapilheira, 0-5 e 5-10cm) da Floresta Ombrófila Densa Altomontana é composta por: Eudicotiledoneae (58,61%), Poacea (35,99%) e Arecaceae (1,69%) (Figura 35). Foram calculados os índices fitolíticos que resultaram nos seguintes valores: Índice de cobertura arbórea (D/P) 2,97 representando ambiente florestado, Índice climático (IC) (0,31%) indicando ambiente predominantemente quente e Índice de aridez (Iph) 0,69%, esses valores são parâmetros para a realidade do ambiente.

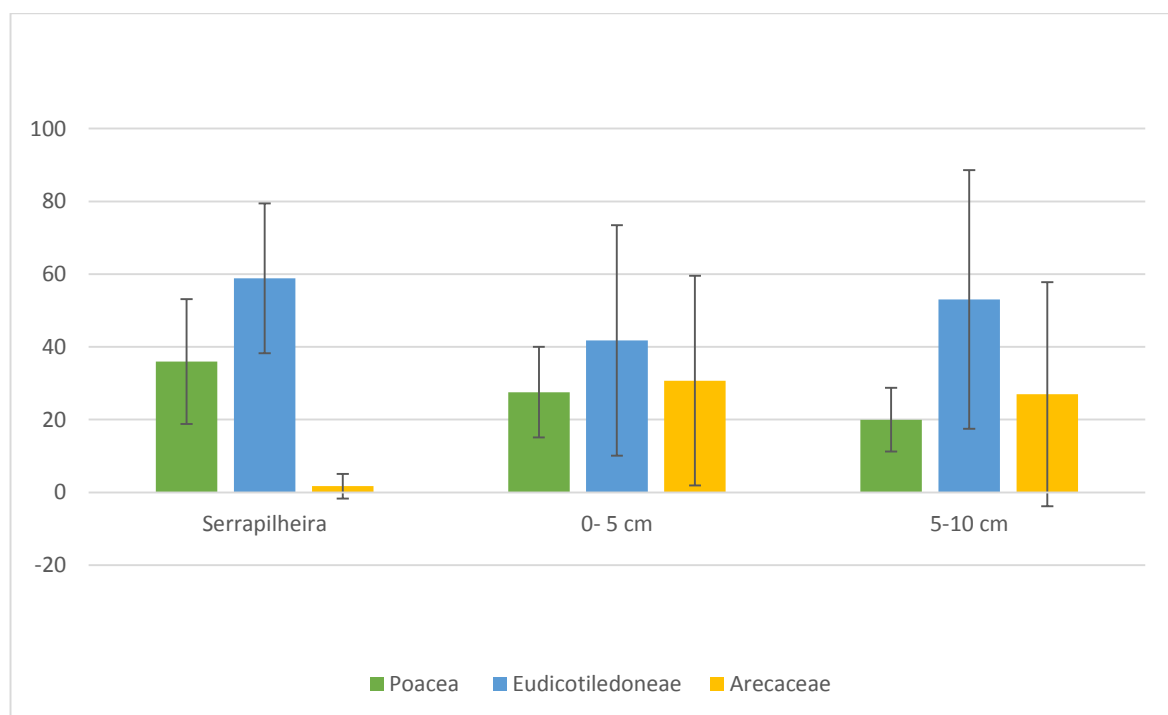


FIGURA 35. Distribuição da frequência relativa (Média e desvio padrão) dos fitólitos (%) dos principais grupos de plantas da serapilheira e das camadas superficiais do solo ao longo da transeção.

As Arecaceae estão presentes na área atualmente, em baixa frequência quando comparada a outras fitofisionomias, como o Cerrado (CALEGARI, 2008) e Estacional Semidecidual (SOUZA, 2019). O morfotipo *Spheroid echinate* (Figura 36J) parece ter boa preservação neste ambiente e, aparentemente apresenta mobilidade

vertical, justificando a maior participação desta família na composição da assinatura fitolítica da FOAM.

No perfil de Cambissolo Háplico foram analisadas nove amostras quanto a assembleia fitolítica e composição isotópica ($\delta^{13}\text{C}$) (Figura 37). Os fitólitos mais representativos encontrados no transecto e perfil de solo são apresentados na Figura 36.

Foram identificados em média 15 morfotipos (Tabela 11), concentrados sobretudo nos primeiros 40 cm do solo, onde se constatou maior abundância e diversidade de fitólitos. De 40 a 80 cm observou diminuição na quantidade e diversidade de fitólitos e um aumento de fitólitos tafonomizados, sobretudo aqueles com sinais de corrosão e dissolução, ainda que as condições químicas do solo sejam favoráveis a preservação dos corpos opalinos. Todos os morfotipos identificados no solo apresentam correlação com aqueles encontrados na CRFM, descritos no item 5.2. A descrição dos morfotipos e a indicação taxonômica das respectivas famílias que os produziram são apresentados na Tabela 2 e ilustrado na Figura 36.

Tabela 11. Quantidade de morfotipos encontrados no perfil

Prof. (cm)	Horizontes	Camadas (cm)	Nº de Morfotipos	Total
0-08	A	00-10	17	200
08- 25	AB/BA	10-20	19	200
25-40	Bi	20-30	19	200
		30-40	18	200
40-60	Bi/Cr	40-50	12	35
		50-60	11	28
60-80	Cr	60-70	13	33
		70-80	15	118
		80-90	18	200
Média			15,8	134,9

Os morfotipos mais frequentes no perfil (Figura 37) foram *Spheroid psilate* e *Spheroid ornate* (anteriormente chamados de *Globular psilate* e *Globular granulate* por Madella; Alexandre; Ball, (2005). A maior porcentagem de *Spheroid psilate* foi 46,60%, na profundidade 70-80 cm e a menor, 2%, em 80-90 cm. A maior

porcentagem de *Spheroid ornate* foi 56%, na profundidade 80-90 cm e a menor, 3,50%, em 20-30 cm (Figura 36L e M e 37).

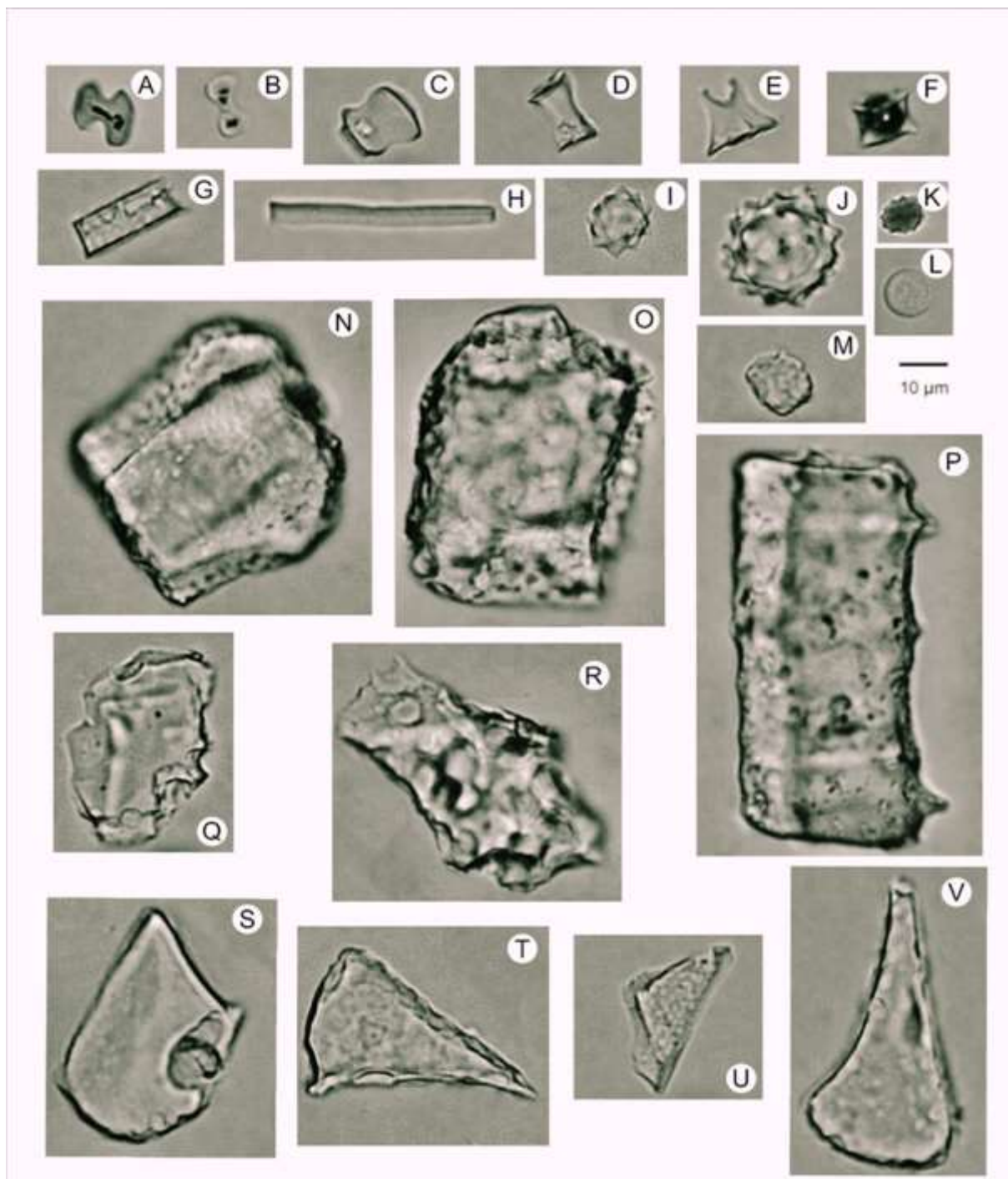


FIGURA 36. Principais morfotipos encontrados na serapilheira e perfil de solo.

(A–B) *Bilobate*, (C–D) *Saddle*, (E–F) *Rondel*, (G) *Tabular granulate*, (H) *Elongate entire*, (I–J) *Spheroid echinate*, (K) *Elipsoidal echinate*, (L) *Spheroid psilate*, (M) *Spheroid ornate*, (N) *Blocky*, (O) *Blocky granulate*, (P) *Blocky sinuate*, (Q–S) *Blocky cavate*, (T–U) *Blocky triangular*, (V) *Bulliform flabellate*.

Spheroid psilate e *ornate* são representativos, com base na CRFM da área de estudo, das Eudicotiledônea lenhosas da área. Na literatura é mais comum associar somente o *Spheroid ornate* às plantas lenhosas de hábito arbóreo (BREMOND et al., 2005), sobretudo quando se calcula o Índice de Cobertura Abórea (D/P) (BREMOND et al., 2005c; STRÖMBERG et al., 2018).

A Figura 37 ilustra a distribuição da assembleia fitolítica e $\delta^{13}\text{C}$ ao longo do perfil. A partir da assembleia fitolítica e dos resultados da análise de agrupamento hierárquico (CONISS) foram definidas três zonas fitolíticas. Atualmente, como descrito anteriormente, a área é recoberta pela FOAM cujo valor isotópico preservado no solo é de -26,50‰, assinalando o predomínio de plantas C_3 , e uma assembleia fitolítica dominada por morfotipos produzidos por não monocotiledoneae, de hábito arbóreo/arbustivo (Índices D/P 2,97; IC 0,31% e Iph 0,69%, para valores de referência, já supracitados).

Em relação a composição isotópica da MOS, não foi observada variação isotópica significativa, com valores de $\delta^{13}\text{C}$ que se mantiveram entre -24,50‰ e -26,50‰, da base ao topo, indicando a presença de uma vegetação fechada desde o Holoceno médio (~3738 anos Cal AP) (Quadro 8). O sensível enriquecimento isotópico observado na base do perfil é inferior a 4‰, e não representa uma troca de vegetação, apenas indica a natural decomposição da MOS e variações do CO_2 da atmosfera (BOUTTON, 1996; SAIA, 2006; PESSENDA et al., 2015).

As datações ^{14}C realizadas na humina do solo indicaram aumento de idade em profundidade (Quadro 8), indicando desenvolvimento *in situ* do perfil. As amostras indicam idades que variam desde o Holoceno médio (~3738 anos Cal AP) na base do perfil, até o presente.

Prof. (cm)	Ident. Lab.	Material datado	Idade ^{14}C (anos AP)	Idade calibrada (cal. AP)	$\delta^{13}\text{C}$
35-40	Beta-484808	Humina	1260 $\pm$ 30 AP	1186 - 1061 Cal AP	-25.00‰
80-85	Beta-475995	Humina	3510 $\pm$ 30 AP	3835 - 3640 Cal AP	-24.70‰

QUADRO 7. Idades de datação ^{14}C da fração humina em relação a profundidade do perfil de CXd.

Fonte: Autor

Da base para o topo, as zonas fitolíticas, interpretadas como momentos ambientais, são descritas a seguir.

Zona fitolítica I (antes de 3738 anos cal AP) – abrange as amostras do horizonte Cr (90 cm a 70 cm). A assembleia fitolítica apresenta predominância de morfotipos de vegetação com hábito arbóreo/arbustivo (77,2%), seguida pelos fitólitos de Poaceae total (19,65 %) e Arecaceae (3,13 %). As subfamílias de gramíneas estão assim representadas nesta zona: *Panicoid* 1,7%, *Bambusoid* 2,56%, *Pooid* 1,42%, *Chloridoid* 5,69%. Os valores dos índices desta zona foram: D/P = 6,77, IC = 12,9% e Iph = 76,9%.

Zona fitolítica II (3738 anos cal AP –1124 anos cal AP) - compreende os horizontes Bi/Cr, Bi, e parte inferior do AB/BA (70 cm a 20 cm). A assembleia da Zona II é constituída predominantemente por fitólitos de Eudicotiledoneae (50,1%), Arecaceae (25,48%) e Poaceae total (24,19%). As Poaceae com significado taxonômico foram assim representadas: *Panicoid* 0,86%, *Bambusoid* 0,86%, *Pooid* 4,75% e *Chloridoid* 5,18%. Destaca-se nesta zona a ocorrência de Cyperaceae, ainda que em baixa frequência de fitólitos (0,21%). Os valores médios dos índices calculados variaram em relação a zona subjacente, o D/P mais baixo foi 3, e os demais índices aumentaram, IC 45% e Iph 85,7%

Zona fitolítica III (1124 anos cal AP – dias atuais) - compreende predominantemente os horizontes A e AB/BA (0 a 20 cm), considerando a serapilheira como idade moderna. A assembleia fitolítica é formada predominantemente de morfotipos de Eudicotiledoneae (62,75%), Poaceae total (22,25%) e Arecaceae (15%). As subfamílias de Poaceae foram assim identificadas: *Panicoid* 0,25%, *Bambusoid* 0,5%, *Pooid* 3,75% e *Chloridoid* 5,25%. Os valores médios dos índices obtidos para esta zona foram: D/P 6,27, IC 40,5% e Iph 95,4%.

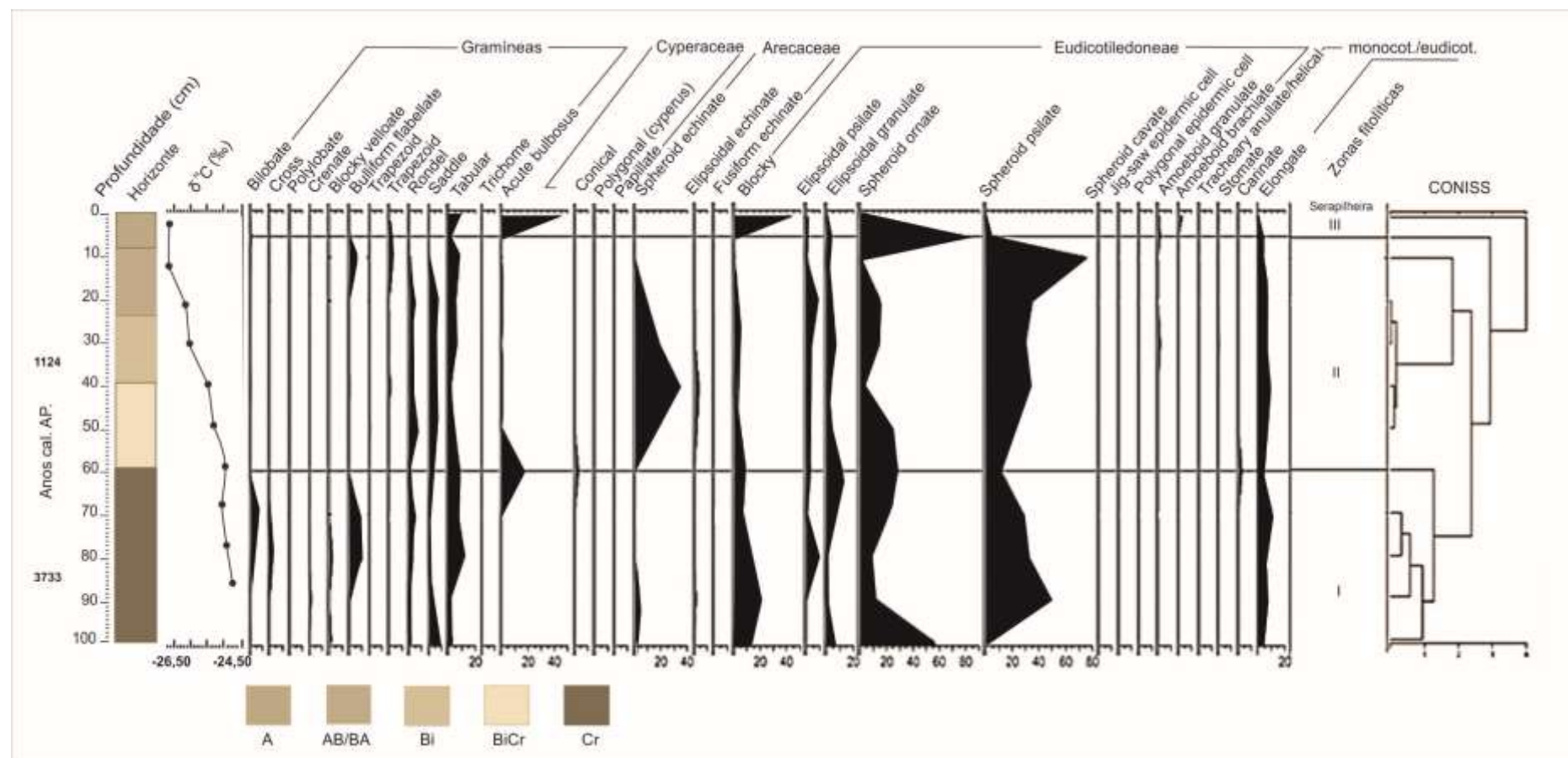


FIGURA 37. Diagrama de fitólitos (%) e $\delta^{13}\text{C}$ para o perfil de solo sob a FOAM.

Fonte: Mozer, 2020, gerado por Tilia 1.7

5.5 RECONSTITUIÇÃO PALEOAMBIENTAL

A assembleia fitolítica e os dados isotópicos indicam que a matéria orgânica do Cambissolo provém desde o início do Holoceno superior (~3600 anos AP), período marcado por uma estabilização ambiental, com clima úmido, semelhante ao atual (OLIVEIRA et al., 2005). O sinal isotópico não indicou mudança significativa na composição da vegetação, com tendência a uma cobertura arbórea cada vez mais densa/fechada até os dias atuais (Figura 10). A pequena diferença isotópica entre a base e topo do perfil ($<-4\text{‰}$) pode indicar o fracionamento isotópico natural que ocorre no interior do solo e não haver indícios de troca de vegetação propriamente dita desde o final do Holoceno médio. Trata-se da rotina de fracionamento do C atmosférico (BOUTTON, 1996), mantendo assim a interpretação de estabilidade dessa vegetação. A idade da MOS corrobora que o perfil não apresenta indícios de coluvionamento e revela uma pedogênese atuando ao longo do Holoceno superior. Souza et al. (2005) destaca que na região, dentre os últimos ~5000 anos, predomina uma tendência de umidificação do clima, o que reflete na arborização da vegetação.

De acordo com De Oliveira et al. (2005) as formações vegetativas existentes durante o Holoceno superior para as áreas litorâneas do Sudeste brasileiro eram as mesmas que persistem até os dias atuais e que provavelmente só começaram a sofrer uma alteração significativa (em termos de troca vegetativa) a partir da ação do homem moderno.

A assembleia preservada no solo apresenta alta correspondência com aqueles da CRFM, corroborando assim que a vegetação sempre possuiu a mesma estrutura florestada, semelhante a atual, desde o Holoceno médio, conforme demonstrado no diagrama de fitólitos (Figura 37). Pequenas variações que permitiram separar três zonas fitolíticas não denunciam mudanças significativas na estrutura da vegetação e sim, sensíveis mudanças nas condições de temperatura e umidade na área.

A condição climática, típica do ambiente altomontano, e a cobertura densa da vegetação pode não favorecer a entrada de luz para a predominância de gramíneas no ambiente atualmente (KOEHLER, 2001; SCHEER; MOCOCHINSKI, 2009). Mesmo existindo espécies representantes de famílias de gramíneas (Cyperaceae e Poaceae) na vegetação atual, e sendo famílias de elevada produção de fitólitos (ESTEBAN et al., 2017), as Células Curtas de Gramíneas (CCG) foram pouco expressivas na

assembleia preservada no solo. Ademais, os processos tafonômicos (bioturbação e erosão) podem ter atuado nas CCG, que tendo maior superfície específica que os morfotipos robustos produzidos por árvores, (Eudicotiledôneas) e palmeiras (Arecaceae), podem ter sido atacadas mais rapidamente ao longo da formação do perfil de solo e por isso ser menos presentes na assembleia preservada nas camadas basais. O pH abaixo de 5 não representa um nível crítico para os fitólitos (BARTOLI; WILDING, 1980; WILDING; DREES, 1971), porém o tempo de permanência dos fitólitos sob condições de moderada acidez pode ter afetado as CCG. Desta forma, considerando a baixa ocorrência de gramíneas e ciperáceas no local de amostragem, as condições topográficas, a alta pluviosidade e os sinais de bioturbação no perfil, é possível que as formas de menor dimensão possam ter sido mais atacadas pelos processos tafonômicos, incluindo os morfotipos de gramíneas e de ciperáceas, que são pouco frequentes ou raros ao longo do perfil.

Devido aos atributos físicos do solo, principalmente a textura, acredita-se que a movimentação vertical ao longo dos poros seja baixa no perfil, haja vista que a baixa porosidade dessa classe de solo (CALEGARI et al., 2017a; FELIPE-EWALD, 2015) pode favorecer a permanência de morfotipos maiores e mais robustos à alongados em detrimento das células curtas de gramíneas ($>10\mu\text{m}$), que podem ter sido destruídos por processos pedogenéticos (ALEXANDRE et al., 1997; BARTOLI; WILDING, 1980)

Os índices fitolíticos estão de acordo com as variações ambientais da FOAM, tanto para o transecto quanto para o perfil. Os índices fitolíticos refletem um ambiente de cobertura florestal densa/fechada, com clima tropical mais frio e úmido do que o atual, desde o final do Holoceno médio. As principais alterações são observadas em relação aos índices IC e Iph. Os valores desses índices relacionadas as amostras do *fingerprinting* atual da FOAM são significativamente mais baixos do que aqueles encontrados ao longo do perfil. É importante salientar que o índice Iph é baseado no morfotipo *Saddle*, provenientes de gramíneas Chloridoideae, entretanto em nosso estudo, essa subfamília não foi encontrada na área de amostragem, tampouco é citada no levantamento florístico e/ou fitossociológico realizado no PECB (IF, 2011). Na área do estudo, os bambus são comuns e quatro das cinco amostras de Poaceae, da CRFM, são da subfamília Bambusoideae (*Chusquea sp*, *Merostachys sp* e *Parodiolyra micrantha*^{1,2}) e produziram *Saddle* com tamanho médio entre $16,02\mu\text{m}$ e

12,55 μ m. Estes dados corroboram a literatura corrente que assinala essa subfamília como excelente produtora de fitólitos, e produtora também do morfotipo *saddle* (TWISS; SUESS; SMITH, 1969). O tamanho médio do morfotipo *Saddle* (14,09 μ m $\pm$ 3,56) encontrado no perfil de solo (CXd), está entre aquele das amostras de *Chusquea sp* (16,02 μ m) e *Merostachys sp* (12,55 μ m). Portanto, é possível que os elevados valores de Iph obtidos para as zonas II e III reflitam condição microclimática com maior umidade que o regional e que o atual, condições favoráveis ao desenvolvimento de bambus (COELHO; CRUZ; CARNIELLO, 2015; GUILHERME; RESSEL, 2001; SHIRASUNA; FILGUEIRAS, 2013), uma vez que a *Parodiolyra micranta* tem sido relatada com frequência em Floresta Altomontana Típica na Mata Atlântica, em altitudes mais elevadas (~4000m) do que as do PECB (SCHEER & MOCOCHINSKI; 2009).

Ainda que essa discussão indique certa fragilidade na aplicação de alguns índices fitolíticos na interpretação das condições ambientais, ela é salutar, pois ainda que os valores sejam bastante diferentes daqueles obtidos em outras áreas da Mata Atlântica, eles refletem tendências similares que indicam condições de aumento de umidade e de arborização ao longo do Holoceno Superior (CALEGARI et al., 2013; KRAMER, 2018; SOUZA et al., 2019).

6. CONSIDERAÇÕES FINAIS

Os resultados obtidos dão subsídio para inferir que essa Floresta Ombrófila Densa Altomontana esteve presente desde o início do Holoceno superior e que possivelmente para essa área a condição microclimática se manteve estável para esse ambiente altomontano típico.

Para a CRFM é possível afirmar que a FOAM é uma fitofisionomia que possui predominantemente espécies produtoras de fitólitos em abundância, porém nem todos os morfotipos se preservam no perfil de solo, haja vista que dos 51 morfotipos encontrados na CRFM apenas 41 foram encontrados no perfil de solo e transecto. Em relação a sua morfometria, é importante salientar que a FOAM produz fitólitos representativos de ambiente arbóreo/arbustivo altamente redundante, porém abrindo um leque de novas espécies incluídas nesse entrave.

Os dados isotópicos foram concordantes ao sinal fitolítico do perfil, onde ambos os *proxies* indicam a presença da vegetação mais densa/fechada, com presença de plantas lenhosas/arbóreas com padrão fotossintético C₃, típico da FOAM, desde o final do Holoceno médio, mostrando que a análise isotópica de ¹³C neste caso foi uma técnica complementar à análise fitolítica.

7. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

AB'SABER, A. N. **Os domínios de natureza no Brasil: potencialidades paisagísticas**. 4. ed. São Paulo: Ateliê Editorial, 2003.

ALBERT, R. M.; BAMFORD, M. K.; CABANES, D. Palaeoecological significance of palms at Olduvai Gorge, Tanzania, based on phytolith remains. **Quaternary International**, v. 193, n. 1–2, p. 41–48, 2009.

ALEMAN, J. et al. Reconstructing savanna tree cover from pollen, phytoliths and stable carbon isotopes. **Journal of Vegetation Science**, v. 23, p. 187–197, 2012.

ALEXANDRE, A. et al. Plant impact on the biogeochemical cycle of silicon and related weathering processes. **Geochimica et Cosmochimica Acta**, v. 61, n. 3, p. 671–682, 1997.

ALEXANDRE, A. ; MEUNIER, J. D. Holocene Phytolith and Carbon-Isotope Record from Latosol at Salitre, South-Central Brazil. **Quaternary Research**, v. 51, p. 187–194, 1999.

ALEXANDRE, A. ET AL. Phytoliths: indicators of grassland dynamics during the late Holocene in intertropical Africa. **Palaeogeography, Palaeoclimatology, Palaeoecology**, v. 136, p. 213–229, 1997.

ALEXANDRE, A.; MEUNIER, J. D. Plant impact on the biogeochemical cycle of silicon and related weathering process. **Geochimica et Cosmochimica Acta**, v. 61, p. 677–682, 1997.

AN, X. H. Morphological characteristics of phytoliths from representative conifers in China. **Palaeoworld**, v. 25, n. 1, p. 116–127, 2016.

BARBONI, D.; BREMOND, L.; BONNEFILLE, R. Comparative study of modern phytolith assemblages from inter-tropical Africa. **Palaeogeography, Palaeoclimatology, Palaeoecology**, v. 246, n. 2–4, p. 454–470, 2007.

BARROS, L. F. DE P. et al. Síntese dos cenários paleobioclimáticos do Quaternário Tardio em Minas Gerais/Sudeste do Brasil. **Soc. & Nat.**, v. 23, n. 3, p. 371–386, 2011.

BARTH, O. M.; BARROS, M. A. DE; LUZ, C. F. P. DA. Reconstituição do Bioma Mata Atlântica no Estado do Rio de Janeiro durante o Quaternário Tardio através da Palinologia. In: **Paleontologia: cenários de Vida - Paleoclimas**. 1. ed. [s.l.] Editora Interciência, 2014. p. 437–455.

BARTOLI, F.; WILDING, L. P. Dissolution of Biogenic Opal as a Function of its Physical and Chemical Properties¹. **Soil Science Society of America Journal**, v. 44, n. 4, p. 873, 1980.

BATALHA FILHO, H.; MIYAKI, C. Y. Filogeografia da Mata Atlântica. **Revista da Biologia**, v. 7, p. 31–34, 2011.

BATISTA, L. A. R.; NETO, A. R. Espécies do Gênero *Paspalum* com Potencial Forrageiro. **Embrapa Pecuária Sudeste**, n. 10/2000, p. 1–19, 2000.

BEHLING, H. Late Quaternary vegetation, climate and fire history from the tropical mountain region of Morro de Itapeva, SE Brazil. **Palaeogeography, Palaeoclimatology, Palaeoecology**, v. 129, p. 407–422, 1997.

BENDER, M. M. Variations in the $^{13}\text{C}/^{12}\text{C}$ ratios of plants in relation to the pathway of photosynthetic carbon dioxide fixation. **Phytochemistry**, v. 10, p. 1239–1244, 1971.
BENVENUTO, M. L. et al. Differentiation of globular phytoliths in Arecaceae and other monocotyledons: morphological description for paleobotanical application. **TURKISH JOURNAL OF BOTANY**, v. 39, p. 341–353, 2015.

BERTOLDI DE POMAR, H. Ensayo de clasificacion morfologica de los silicofitolitos. **Ameghiniana**, v. 8, n. 3–4, p. 317–328, 1971.

BIGARELLA, J. J. **A Serra do Mar e a porção oriental do Estado do Paraná. Um problema de segurança ambiental e nacional**. Curitiba: Governo do Paraná, Secretaria do Estado de Planejamento e Associação de Defesa e Educação Ambiental-ADEA, 1978.

BLINNIKOV, M. S. Phytoliths. **Elsevier**, , 2007. (Nota técnica).

BOROTTI FILHO, M. A. **Evolução dos manguezais do norte da Ilha do Cardoso (Cananéia –SP), desde o Pleistoceno tardio**. Piracicaba: Universidade de São Paulo, 2013.

BORRELLI, N. et al. Calcium and silica biomineralizations in leaves of eleven aquatic species of the Pampean Plain, Argentina. **Aquatic Botany**, v. 94, n. 1, p. 29–36, 2011.

BOTTINELLI, N. et al. Why is the influence of soil macrofauna on soil structure only considered by soil ecologists? **Soil and Tillage Research**, v. 146, n. PA, p. 118–124, mar. 2015.

BOUTTON, T. W. Stable carbon isotope ratios of soil organic matter and their use as indicators of vegetation and climate change. In: BOUTTON, T.W.; YAMASAKI, S. . (Ed.). . **Mass spectrometry of soils**. 1. ed. New York: Marcel Dekker, 1996. p. 47–82.

BOWDERY, D. et al. A Universal Phytolith Key. In: MEUNIER, J.-D.; COLIN, F. (Eds.). . **Phytoliths - Applications in Earth Science and Human History**. 1. ed. Tokyo: Swets & Zeitlinger, 2001. p. 372.

BOZARTH, S. R. Classification of opal phytoliths formed in selected dicotyledons native to the great plains. In: GEORGE RAPP, J. . S. C. M. (Ed.). . **Phytolith Systematics Emerging Issues**. 1. ed. [s.l.] Springer Science, 1989. p. 193–214.

BREMOND, L. ET AL. Phytolith indices as proxies of grass subfamilies on East African tropical mountains. **Global and Planetary Change**, v. 61, n. 3–4, p. 209–224, 2008.

BREMOND, L. et al. A phytolith index as a proxy of tree cover density in tropical areas: calibration with Leaf Area Index along a forest–savanna transect in southeastern Cameroon. **Global and Planetary Change**, n. 45, p. 277–293, 2005a.

BREMOND, L. et al. Grass water stress estimated from phytoliths in West Africa. **Journal of Biogeography**, v. 32, p. 311–327, 2005b.

BREMOND, L. et al. A phytolith index as a proxy of tree cover density in tropical areas: Calibration with Leaf Area Index along a forest-savanna transect in southeastern Cameroon. **Global and Planetary Change**, v. 45, n. 4, p. 277–293, 2005c.

BROECKER, W. S. **Radiocarbon**. Treatise on geochemistry, p. 245–260, 2003.

BROWN, D. A. Prospects and Limits of a Phytolith Key for Grasses in the Central United States. **Journal of Archaeological Science**, v. 11, p. 345–368, 1984.

BRUSTOLIN, L. T. **Coleção de referência de fitólitos de campos nativos na floresta ombrófila densa - mata de tabuleiro (Linhares, ES)**. Marechal Cândido Rondon: Universidade Estadual do Oeste do Paraná, 2015.

CABANES, D.; SHAHACK-GROSS, R. Understanding Fossil Phytolith Preservation: The Role of Partial Dissolution in Paleoecology and Archaeology. **PLOS ONE**, v. 10, n. 5, p. e0125532, maio 2015.

CALEGARI, M. R. **Ocorrência e significado paleoambiental do Horizonte A húmico em Latossolos**. Piracicaba: Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz – ESALQ/USP, 2008.

CALEGARI, M. R. et al. Opal phytolith extraction in oxisols. **Quaternary International**, v. 287, 2013.

CALEGARI, M. R. ESTUDOS TAXONÔMICOS E COLEÇÕES DE REFERÊNCIAS DE FITÓLITOS NO B. In: **Botânica na América Latina: conhecimento, interação e difusão**. LXV Congresso Nacional de Botânica [e] XXXIV ERBOT. Salvador: [s.n.]. p. 366–374.

CALEGARI, M. R. et al. Holocene Vegetation and Climate inferences from Phytoliths and Pollen from Lagoa do Macuco, North Coast of Espírito Santo State (Brazil). **Quaternary and Environmental Geosciences**, v. 6, n. 1, p. 41–50, 2015.

CALEGARI, M. R. et al. Potential of soil phytoliths, organic matter and carbon isotopes for small-scale differentiation of tropical rainforest vegetation: A pilot study from the campos nativos of the Atlantic Forest in Espírito Santo State (Brazil). **Quaternary International**, v. 437, p. 156–164, 2016.

CALEGARI, M. R. et al. Phytolith signature on the Araucarias Plateau – Vegetation change evidence in Late Quaternary (South Brazil). **Quaternary International**, v. 434, p. 117–128, 2017.

CALEGARI, M. R.; VIDAL-TORRADO, P. Memórias bióticas de solos selecionados da XIII Reunião Brasileira de Classificação e Correlação de Solos: condições ambientais e pedogênese. In: SILVA, M. B. E et al. (Eds.). **Guia de Campo da XIII Reunião Brasileira de Classificação e Correlação de Solos**: RCC do Maranhão. 1. ed. Brasília, DF: EMBRAPA, 2020. p. 546–565.

CAMPOS, A. C. DE; LABOURIAU, L. G. Corpos Silicosos de Gramineas dos Cerrados II. **Pesquisa Agropecuaria Brasileira.**, v. 4, p. 143–151, 1969.

CARNAVAL, A. C.; MORITZ, C. Historical climate modeling predicts patterns of current biodiversity in the Brazilian Atlantic forest. **Journal of Biogeography**, v. 35, p. 1187–1201, 2008.

CARNELLI, A. L.; MADELLA, M.; THEURILLAT, J. P. Biogenic silica production in selected alpine plant species and plant communities. **Annals of Botany**, v. 87, n. 4, p. 425–434, 2001.

CARNELLI, A. L.; THEURILLAT, J. P.; MADELLA, M. Phytolith types and type-frequencies in subalpine-alpine plant species of the European Alps. **Review of Palaeobotany and Palynology**, v. 129, n. 1–2, p. 39–65, 2004.

CECCHET, F. A. **Conjunto de Fitólitos dos Estratos Inferiores da Floresta Ombrófila Densa (Linhares – Espírito Santo): Subsídios para Reconstrução Paleoambiental**. Marechal Cândido Rondon: Universidade Estadual do Oeste do Paraná, 2012a.

CECCHET, F. A. **Conjunto de Fitólitos dos Estratos Inferiores da Floresta Ombrófila Densa: Subsídios Para Reconstrução Paleoambiental**. Marechal Cândido Rondon: [s.n.].

CECCHET, F. A. **ANÁLISE DE FITÓLITOS APLICADA A RECONSTRUÇÃO PALEOAMBIENTAL (VEGETAÇÃO E CLIMA) NA SUPERFÍCIE INCOMPLETAMENTE APLAINADA VI – CAMPO ERÊ (SC) NO PLEISTOCENO TARDIO**. [s.l.] Universidade Estadual do Oeste do Paraná - Campus Francisco Beltrão, 2015.

CHRISTENHUSZ, M. J. M.; BYNG, J. W. The number of known plants species in the world and its annual increase. **Phytotaxa**, v. 261, n. 3, p. 201–217, 2016.

COE, H. H. G. **Fitólitos como indicadores de mudanças na vegetação xeromórfica da região de Búzios - Cabo Frio, RJ, durante o Quaternário**. Niterói: Universidade Federal Fluminense, 2009.

COE, H. H. G. et al. **CARACTERIZAÇÃO DAS COMUNIDADES VEGETAIS DA RESTINGA DA APA DE MARICÁ, RJ, ATRAVÉS DE ESTUDOS DE FITÓLITOS: RESULTADOS PRELIMINARES. IIº SEMINÁRIO NACIONAL ESPAÇOS COSTEIROS**, p. 1–7, 2013.

COE, H. H. G. et al. Characterization of plant and modern soil phytolith assemblages of caatinga as reference for palaeoenvironmental reconstructions. **Quaternary and Environmental Geosciences**, v. 8, n. 2, p. 9–21, 2017.

COELHO, T. A.; CRUZ, W. J. A. DA; CARNIELLO, M. A. Espécies De Poaceae (Bambusoideae), Tribo Olyreae, Ocorrentes Em Fragmentos Florestais Na Bacia Do Guaporé, Mt, Amazônia Meridional. **Angewandte Chemie International Edition**, v. 6, n. 11, p. 1–14, 2015.

CONLEY, D. J. Terrestrial ecosystems and the global biogeochemical silica cycle. **Global Biogeochemical Cycles**, v. 16, n. 4, p. 68-168–8, 2002.

CORDOVA, C. E. C3 Poaceae and Restionaceae phytoliths as potential proxies for reconstructing winter rainfall in South Africa. **Quaternary International**, v. 287, p. 121–140, 2013.

CORDOVA, C. E.; SCOTT, L. The potential of Poaceae, Cyperaceae, and Restionaceae phytoliths to reflect past environmental conditions in South Africa. In: RUNGE, J. (Ed.). . **Palaeoecology of Africa**. 1. ed. London: CRC Press, 2010. v. 30p. 107–135.

CUMMINGS, L. S. Illustrated phytoliths from assorted food plants. In: GEORGE RAPP, J. . S. C. M. (Ed.). . **Phytolith Systematics Emerging Issues**. New York: **Springer Science**, 1989. v. 16p. 175–192.

DE LIMA FELIPE, P. L. et al. Análise Isotópica ($\Delta^{13}\text{C}$) De Um Cambissolo Húmico Em Abelardo Luz-Sc. **Boletim de Geografia**, v. 33, p. 150, 2016.

DE OLIVEIRA, K. et al. From oral pathology to feeding ecology: The first dental calculus paleodiet study of a South American native megamammal. **Journal of South American Earth Sciences**, v. 109, p. 103281, ago. 2021.

DE SENNA, C. DO S. F.; RIBEIRO, F. C. P.; PAIVA, R. S. Análise palinológica e diatomológica em sedimentos holocênicos da Baía de Marapanim, Estado do Pará. **Congresso da ABEQUA**, v. 10, p. 1–10, 2005.

DIESTER-HAAS, L.; SCHRADER, H. J. .; THIEDE, J. Sedimentological and paleoclimatological investigations of two pelagicooze cores off Cape Barbas, North-West Africa. **Meteor. Forsch-Ergebniss**, v. 16, p. 19–66, 1973.

DREES, L. R. et al. Silica in Soils: Quartz and Disordered Silica Polymorphs. In: DIXON, J. B. (Ed.). . **Minerals in soil environments**. 2. ed. Madison, Wisconsin, USA: **Soil Science Society of America**, Inc., 1989. p. 1265.

DUNN, R. E. et al. Linked canopy, climate and faunal evolution in the Cenozoic of Patagonia. **Science**, v. 347, p. 258–261, 2015.

EMBRAPA. Manual de métodos de análise de solo. 2. ed. Rio de Janeiro: Centro Nacional de Pesquisa de Solos, 1997. v. 1

- EMBRAPA.** Sistema Brasileiro de Classificação de Solos. 5. ed. Brasília: [s.n.].
- EPSTEIN, E. The discovery of the essential elements. In: S.D. KUNG AND S.F. YANG (Ed.). *Discoveries in Plant Biology*. Singapore: **World Scientific**, 1999a. v. 3p. 1–13.
- EPSTEIN, E. Emanuel Epstein. **Annual Review of Plant Biology**, v. 50, p. 641–664, 1999b.
- EPSTEIN, E. Silicon. **Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology**, v. 50, n. 1, p. 641–664, jun. 1999c.
- EPSTEIN, E. Silicon in plants: Facts vs. concepts. In: DATNOFF, L.E; SNYDER, G.H; KORNDORFER, G. . (Ed.). . **Silicon in Agriculture**. 1. ed. California: Elsevier Science, 2001. p. 1–15.
- ESTEBAN, I. et al. Modern soil phytolith assemblages used as proxies for Paleoscape reconstruction on the south coast of South Africa. **Quaternary International**, v. 434, n. March, p. 160–179, 2017.
- FAHMY, A. G. Diversity of lobate phytoliths in grass leaves from the Sahel region, West Tropical Africa: Tribe Paniceae. **Plant Systematics and Evolution**, v. 270, n. 1–2, p. 1–23, 2008.
- FELIPE, P. L. DE L. **Coleção de referência de fitólitos de Eudicotiledoneae da Floresta Ombrófila Densa: Subsídios para estudos paleoambientais em regiões tropicais**. Marechal Cândido Rondon: Universidade Estadual do Oeste do Paraná, 2012a.
- FELIPE, P. L. L. **Coleção De Referência De Fitólitos De Eudicotiledoneae da Floresta Ombrófila Densa: Subsídios Para Estudos Paleoambientais Em Regiões Tropicais**. Marechal Cândido Rondon: [s.n.].
- FELIPE, P. L. L. et al. Análise isotópica ($\delta^{13}\text{C}$) de um cambissolo húmico em Abelardo Luz-SC. **Boletim Geográfico**, v. 33, n. especial, p. 150–163, 2015.
- FERNÁNDEZ HONAINÉ, M.; ZUCOL, A. F.; OSTERRIETH, M. L. Phytolith assemblages and systematic associations in grassland species of the South-eastern Pampean plains, Argentina. **Annals of botany**, v. 98, n. 6, p. 1155–65, dez. 2006.
- FERNÁNDEZ PEPI, M. G.; ZUCOL, A. F.; ARRIAGA, M. O. Comparative phytolith analysis of *Festuca* (Pooideae: Poaceae) species native to Tierra del Fuego, Argentina. **Botany**, v. 90, n. 11, p. 1113–1124, 2012.
- FERRAZZO, M. **Reconstituição paleoambiental com base em palinomorfos do Quaternário do baixo Vale do Rio Doce**, ES, Brasil. [s.l.] Universidade do Vale do Rio dos Sinos, 2008.
- FERREIRA, H. B.; CALEGARI, M. R. Coleção de referência de fitólitos da vegetação da ESEC Mata Preta, Abelardo Luz (SC). (M. R. Calegari, Ed.) **Anais IX Expedição Geográfica- III Semana Integrada de Graduação e Pós-Graduação em Geografia de Marechal Cândido Rondon**. Anais...Marechal Cândido Rondon: 2015

FERREIRA, H. B.; CALEGARI, M. R. COLEÇÃO DE REFERÊNCIA DE FITÓLITOS DA VEGETAÇÃO DA ESEC MATA PRETA, ABELARDO LUZ (SC). **II Encontro de Iniciação Científica, Tecnológica e Inovação**. Anais...Cascavel, PR: 2016

FISHKIS, O.; INGWERSEN, J.; STRECK, T. Phytolith transport in sandy sediment: Experiments and modeling. **Geoderma**, v. 151, n. 3–4, p. 168–178, 2009.

FLORES, T. B. et al. Guia ilustrado para identificação das plantas da Mata Atlântica: Legado das Águas - Reserva Votorantim. 1. ed. São Paulo: **Oficina de Textos**, 2015.

FREZZATTI JR, W. A. Os sentidos do Darwinismo. **Temas & Matizes**, v. 8, n. 15, p. 55–68, 2009.

FUNDAÇÃO SOS MATA ATLÂNTICA; INPE. Atlas dos Remanescentes Florestais da Mata Atlântica. **Fundação SOS Mata Atlântica e INPE**, v. 3, p. 35, 2018.

GE, Y. et al. Phytoliths in woody plants from the northern slope of the Changbai Mountain (Northeast China), and their implication. **Plant Systematics and Evolution**, v. 292, n. 1–2, p. 55–62, 2011.

GOUVEIA, S. E. M. et al. Isótopos do carbono dos carvões e da matéria orgânica do solo em estudos de mudança de vegetação e clima no quaternário e da taxa de formação de solos do estado de São Paulo. **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, v. 71, n. 4, p. 968–980, 1999.

GUILHERME, F. A. G.; RESSEL, K. Biologia floral e sistema de reprodução de *Merostachys riedeliana* (Poaceae: Bambusoideae). **Revista Brasileira de Botânica**, v. 24, n. 2, p. 205–211, 2001.

GUO, M. et al. Phytolith analysis of selected wetland plants from Changbai mountain region and implications for palaeoenvironment. **Quaternary International**, v. 250, p. 119–128, 2012.

HAFFER, J. PRANCE, G. T. Impulsos climáticos da evolução na Amazônia durante o Cenozóico: sobre a teoria dos Refúgios da diferenciação biótica. **Estudos Avançados**, v. 16, n. 46, p. 175–206, 2002.

HART, D. M.; HUMPHREYS, G. S. The Mobility of Phytolith in Soils: Pedological considerations. (Ascensión Pinilla, J. Juan-Tresserras, M. J. Machado., Eds.)Primer Encuentro Europeo sobre el Estudio de Fitólitos / **First European Meeting on Phytolith Research**. Anais...Barcelona: Centro de Ciencias Medioambientales (Spain) Madrid (Spain : Region). Consejería de Educación y Cultura. Spain. Dirección General de Investigación Científica y Técnica., 1997

HODSON, M. J. et al. Phylogenetic variation in the silicon composition of plants. **Annals of Botany**, v. 96, n. 6, p. 1027–1046, 2005.

HOGG, ET AL. **Radiocarbon**. In: Radiocarbon. [s.l: s.n.]. p. 55.

HONAINÉ, M. F.; ZUCOL, A. F.; OSTERRIETH, M. L. Phytolith analysis of Cyperaceae from the Pampean region, Argentina. **Australian Journal of Botany**, v. 57, n. 6, p. 512–523, 2009.

IBGE. Manual Técnico da Vegetação Brasileira. 2ª edição ed. Rio de Janeiro: [s.n.].

IBGE - INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA. Manual Técnico da Vegetação Brasileira. 2. ed. Rio de Janeiro: Manuais Técnicos em Geociências número 1, 2012.

ICPT, I. C. FOR P. T. et al. International Code for Phytolith Nomenclature (ICPN) 2.0. **Annals of Botany**, v. 124, n. 2, p. 189–199, set. 2019.

JANZEN, H. H. The Soil Remembers. **Soil Science Society of America Journal**, v. 80, n. 6, p. 1429, 2016.

JESKE-PIERUSCHKA, V.; LEDRU, M. A Mata Atlântica no final do Quaternário: Dinâmicas climatobotânicas e antropogênicas desde o Último Máximo Glacial. **Metamorfoses florestais**, v. 1, n. November, p. 37–53, 2016.

JOUQUET, P. et al. The distribution of Silicon in soil is influenced by termite bioturbation in South Indian forest soils. **Geoderma**, v. 372, p. 114362, ago. 2020.

KAMMER, A. P. **Reconstituição paleoambiental da vegetação da Estação Ecológica de Assis-SP. – A trajetória evolutiva do Cerrado no Holoceno**. [s.l.] Universidade Estadual do Oeste do Paraná, 2018.

KATZ, O. Silica phytoliths in angiosperms: phylogeny and early evolutionary history. **New Phytologist**, v. 13, n. 3, p. 1576–1580, 2015.

KATZ, O. Plant silicon and phytolith research and the earth-life superdiscipline. **Frontiers in Plant Science**, v. 9, n. September, p. 1–5, 2018.

KATZ, O.; LEV-YADUN, S.; PUA BAR, K. Plasticity and variability in the patterns of phytolith formation in Asteraceae species along a large rainfall gradient in Israel. **Flora: Morphology, Distribution, Functional Ecology of Plants**, v. 208, n. 7, p. 438–444, 2013.

KEALHOFER, L.; PIPERNO, D. R. Opal Phytoliths in Southeast Asian Flora. **Smithsonian Contributions to Botany**, n. 88, p. 1–39, 1998.

KOEHLER, A. **Floresta Ombrófila Densa Altomontana: Aspectos florísticos e estruturais do componente arbóreo em diferentes trechos da Serra do Mar, PR**. [s.l.] Universidade Federal do Paraná - UFPR, 2001.

KOZERA, C.; RODRIGUES, R. R.; DITTRICH, V. A. O. **Composição Florística Do Sub-Bosque De Uma Floresta**. **Floresta**, v. 39, n. 2, p. 323–334, 2008.

KRAUSHAAR, S. et al. Suitability of phytoliths as a quantitative process tracer for soil erosion studies. **Earth Surface Processes and Landforms**, p. 1–12, 2021.

KUMARI, S.; KUMARASAMY, D. Studies on phytoliths in some marine plants. **International Journal of Plant, Animal and Environmental Sciences**, v. 4, p. 1–5, 2014.

L. DIESTER-HAAS; SCHRADE, H. J.; THIEDE, J. Sedimentological and paleoclimatological investigations of two pelagic ooze cores off Cape Barbas, North-West Africa. **Meteor Forsch-Ergebnisse.C.**, v. 16, p. 19–66, 1973.

LADEIRA, F. S. B. Solos do passado: origem e identificação. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 34, n. 6, p. 1773–1786, 2010.

LEITE, Y. L. R. et al. Neotropical forest expansion during the last glacial period challenges refuge hypothesis. **Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America**, v. 113, n. 4, p. 1008–1013, 2016.

LIU, L. et al. Translocation of Phytoliths Within Natural Soil Profiles in Northeast China. **Frontiers in Plant Science**, v. 10, n. October, p. 1–15, 2019.

LORENTE, F. L. et al. Atlas Palinológico - Laboratório C-14 - **CENA/USP**. 1. ed. Piracicaba: Fealq, 2017.

LU, H.; LIU, K. B. Morphological variations of lobate phytoliths from grasses in China and the south-eastern United States. **Diversity and Distributions**, v. 9, n. 1, p. 73–87, 2003a.

LU, H.; LIU, K. B. Phytoliths of common grasses in the coastal environments of southeastern USA. **Estuarine, Coastal and Shelf Science**, v. 58, n. 3, p. 587–600, 2003b.

LUZ, L. D. et al. Estágio atual do conhecimento sobre fitólitos no Brasil. **Terra e Didática**, v. 11, n. 1, p. 52, 2015.

MAACK, R. **Geografia Física do Estado do Paraná**. 1. ed. Curitiba: M. Roesner, 1968.

MACEDO, R. S. et al. Coleção de referência de fitólitos de plantas como subsídio para identificação e classificação de fitólitos em solos. **XXXV Congresso Brasileiro de Ciência do Solo**, p. 1–4, 2015.

MADELLA, M.; ALEXANDRE, A.; BALL, T. International code for phytolith nomenclature 1.0. **Annals of Botany**, v. 96, n. 2, p. 253–260, 2005.

MART, T. Etnobotânica e Histórico Cuidados Ecologia e Reprodução. **Cytotechnology**, v. 67, n. 4, p. 2–4, 1998.

MARX, R. et al. Phytolith morphology and biogenic silica concentrations and abundance in leaves of *Chionochloa* (Danthonieae) and *Festuca* (Poeae) in New Zealand. **New Zealand Journal of Botany**, v. 42, n. 4, p. 677–691, 2004.

MAZUMDAR, J. Phytoliths of pteridophytes. **South African Journal of Botany**, v. 77, n. 1, p. 10–19, 2011.

MCMICHAEL, C. N. H.; DE WOLF, I. K.; LAND, K. Phytolith analysis of soil archives: phytoliths in soils of the Netherlands. In: MOURIK, J. M. VAN; MEER, J. J. M. VAN DER (Eds.). . **READING THE SOIL ARCHIVES - UNRAVELING THE GEOECOLOGICAL CODE OF PALAEOSOLS AND SEDIMENT CORES**. Volume 18 ed. Amsterdam: Candice Janco, 2019. p. 251–273.

MEHRA, O. P.; JACKSON, M. . Iron Oxide Removal from Soils and Clays by a Dithionite-Citrate System Buffered with Sodium Bicarbonate. **Clays and Clay Minerals**, v. 7, n. 1, p. 317–327, 1960.

MERCADER, J. et al. Phytoliths in woody plants from the Miombo woodlands of Mozambique. **Annals of Botany**, v. 104, n. 1, p. 91–113, 2009a.

MERCADER, J. et al. Phytoliths in woody plants from Miombo woodlands of Mozambique. **Annals of Botany Company**, v. 1, n. June, p. 91–113, 2009b.

MOFATTO, M. **Estudo multi/interdisciplinar de reconstrução da vegetação e clima do Parque Estadual da Serra do Mar - Núcleo Curucutu, São Paulo, SP no Quaternário tardio**. Piracicaba: Universidade de São Paulo, 2005.

MORCOTE-RIOS, G.; BERNAL, R.; RAZ, L. Phytoliths as a tool for archaeobotanical, palaeobotanical and palaeoecological studies in Amazonian palms Botânica. **Journal of the Linnean Society BogotáThe Linnean Society of London**, 2016.

MORCOTE-RÍOS, G.; BERNAL, R.; RAZ, L. Phytoliths as a tool for archaeobotanical, palaeobotanical and palaeoecological studies in Amazonian palms. **Botanical Journal of the Linnean Society**, v. 182, n. 2, p. 348–360, out. 2016.

MORGAN-EDEL, K. D. et al. Phytoliths (plant-derived mineral bodies) as geobiological and climatic indicators in arid environments. **New Mexico Geology**, v. 37, n. 1, p. 3–20, 2015.

MOZER, J. H. et al. Fingerprinting Fitolítico de Fitofisionomias Florestadas do Bioma Mata Atlântica. **Revista Perspectiva Geográfica**, v. 14, n. 20, p. 84–95, 2019.

MULHOLLAND, S. C; PRIOR, C. AMS radiocarbon dating of phytoliths. In: PEARSALL, D. M.; PIPERNO, D. . (Eds.). . **Current Research in Phytolith Analysis: Applications in Archaeology and Paleoecology**. Philadelphia: **MASCA Research Papers in Science and Archaeology**, 1993. p. 21–23.

MULHOLLAND, S. C. Phytolith shape frequencies in North Dakota grasses: a comparison to general patterns. **Journal of Archeological Science**, v. 16, p. 489–511, 1989.

NAWAZ, M. A. et al. Phytolith Formation in Plants: From Soil to Cell. **Plants**, v. 8, n. 8, p. 249, 2019.

NETO, J. L. S.; NERY, J. T. Variabilidade e Mudanças Climáticas no Brasil e seus Impactos Regionais. In: **Quaternário no Brasil**. 1. ed. Ribeirão Preto: Holos, Editora, 2005. p. 28–50.

NEUMANN, K. et al. The Early Holocene palaeoenvironment of Ounjougou (Mali): Phytoliths in a multiproxy context. **Palaeogeography, Palaeoclimatology, Palaeoecology**, v. 276, n. 1–4, p. 87–106, 2009.

NEUMANN, K. et al. Taxonomic, ecological and palaeoecological significance of leaf phytoliths in West African grasses. **Quaternary International**, v. 434, p. 15–32, 2017.

NOVELLO, A. **Les phytolithes, marqueurs des environnements mio-pliocènes du Tchad. Reconstitution à partir du signal environnemental des phytolithes dans l'Afrique subsaharienne actuelle**. France: Université de Poitiers, 2012.

NOVELLO, A.; BARBONI, D. Grass inflorescence phytoliths of useful species and wild cereals from sub-Saharan Africa. **Journal of Archaeological Science**, v. 59, p. 10–22, 2015.

OLIVEIRA, P. E. DE et al. Paleovegetação e Paleoclimas do Quaternário do Brasil. In: REGINA, C. et al. (Eds.). **Quaternário do Brasil**. 1. ed. Ribeirão Preto: Holos, Editora, 2005. p. 52–69.

PARRA, S., L. N.; FLÓREZ, M., M. T. **Propuesta de clasificación morfológica para los fitolitos altoandinos colombianos Resumen**. v. 16, n. January, p. 35–66, 2001.

PASSARINI JUNIOR, J. R. **Estudo interdisciplinar em sedimentos lacustres da região sul do estado de São Paulo. Reconstrução da vegetação e do clima no Quaternário tardio**. Piracicaba: Universidade de São Paulo, 2009.

PAULA L. DE L.; FELIPE-EWALD. **ANÁLISE DA ASSEMBLEIA FITOLÍTICA DO SOLO APLICADA NO HOLOCENO MÉDIO: CASO DA ESTAÇÃO ECOLÓGICA DA MATA PRETA – ABELARDO LUZ (SC)**. [s.l.] Universidade Estadual do Oeste do Paraná - Campus Marechal Cândido Rondon, 2015.

PEARSALL, D. M. Paleoethnobotany: A handbook of procedures. 1. ed. San Diego: **Academic Press**, INC, 1989.

PEARSALL, D. M. The Phytoliths in the Flora of Ecuador Project: Perspectives on Phytolith Classification, Identification, and Establishing Regional Phytolith Databases. **Journal of Archaeological Science**, v. 1, p. 32, 2015a.

PEARSALL, D. M. The phytoliths in the flora of Ecuador project: perspectives on phytolith classification, identification, and establishing regional phytolith databases. **Journal of Archaeological Science**, v. 1, n. 68, p. 89–97, 2015b.

PEARSALL, D. M. Phytolith Analysis. In: PEARSALL, D. M. (Ed.). **Paleoethnobotany: A Handbook of Procedures**. 3. ed. [s.l.: s.n.]. p. 572–754.

PEREIRA, W. M. A. **Sistemas pedológicos e reconstituição paleoambiental em depressões nos Tabuleiros Costeiros do Extremo Sul da Bahia**. Piracicaba: Universidade de São Paulo, ago. 2019.

PESSENDA, L.C.R.; LISI, C.S.; GOUVEIA, S. E. M. **O Laboratório C-14 do CENA e estudos de reconstrução paleoambiental (vegetação e clima) no Brasil**. 1. ed. Piracicaba: CENA/USP, 1998.

PESSENDA, L. C. R. et al. **Estudos interdisciplinares na reconstrução milenar da dinâmica climática, da vegetação e marinha no Brasil**. 2. ed. Piracicaba: CENA/USP, 2015.

PESSENDA, L. C. R. et al. Vegetation dynamics during the Late Pleistocene in the Barreirinhas region, Maranhão state, northeastern Brazil, based on carbon isotopes in soil organic matter. **Quaternary International**, v. 62, p. 183–193, 2004.

PIPERNO, D. R. Phytolith analysis and tropical paleo-ecology: Production and taxonomic significance of siliceous forms in new world plant domesticates and wild species. **Review of Palaeobotany and Palynology**, v. 45, n. 3–4, p. 185–228, 1985.

PIPERNO, D. R. Phytolith Analysis: An Archaeological and Geological Perspective. **Academic Press**, Inc, v. 24, n. 3, p. 530, 1988a.

PIPERNO, D. R. The Interpretation of Phytolith Assemblages: Method and Theory. In: Phytolith Analysis. [s.l.] **Elsevier**, 1988b. p. 131–167.

PIPERNO, D. R. Phytoliths: a comprehensive guide for archaeologists and paleoecologists. 1. ed. Rowman & Littlefield Publishers, INC: **AltaMira Press**, 2006.

PIPERNO, D. R. Phytolith Radiocarbon Dating in Archaeological and Paleoecological Research: A Case Study of Phytoliths from Modern Neotropical Plants and a Review of the Previous Dating Evidence. **Journal of Archaeological Science**, v. 68, n. June, 2015.

PRADO, H. DO. **Pedologia Fácil: aplicações em solos tropicais**. 4. ed. Piracicaba: ESALQ/USP, 2013.

RAITZ, E. **Coleção de referência de silicofitólitos da flora do Sudoeste do Paraná: subsídios para estudos paleoambientais**. [s.l.] Universidade Estadual do Oeste do Paraná- Campus Francisco Beltrão, 2012a.

RAITZ, E. **Coleção de referência de silicofitólitos da flora do Sudoeste do Paraná: subsídios para estudos paleoambientais**. [s.l.] Universidade Estadual do Oeste do Paraná, 2012b.

RAMSEY, C. B. Bayesian Analysis of Radiocarbon Dates. In: **Radiocarbon** 51. [s.l.: s.n.]. p. 337–360.

RASHID, I. et al. Phytoliths as proxies of the past. **Elsevier**, v. 194, n. May, p. 234–250, 2019.

RAVEN, P. H.; EVERT, R. F.; EICHHORN, S. **Biologia vegetal**. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 1996.

RINTOUL, D. et al. **Principles of Biology**. version 24 ed. Manhattan: The Authors, 2016.

RODERJAN, C. V. et al. As unidades fitogeográficas do Estado do Paraná. **Ciência & Ambiente**, v. 13, n. 24, p. 75–92, 2002.

RODRIGUES, B. M. **Bioturbação e distribuição de fitólitos em latossolos da Depressão Periférica Paulista**. Piracicaba: Universidade de São Paulo, 2019.

ROSSOUW, L. The application of fossil grass-phytolith analysis in the reconstruction of late Cainozoic environments in the South African interior. **Bloemfontein**: University of the Free State, 2009.

ROVNER, I. **Potential of opal phytoliths for use in paleoecological reconstruction**. University of Washington, v. 1, n. 3, p. 323–359, 1971.

RUNGE, F. The opal phytolith inventory of soils in central Africa - Quantities, shapes, classification, and spectra. **Review of Palaeobotany and Palynology**, v. 107, n. 1–2, p. 23–53, 1999.

SAIA, S. **Reconstrução paleoambiental (vegetação clima) no Quaternário tardio com base em estudo multi/interdisciplinar no vale do Ribeira (sul do estado de São Paulo)**. [s.l.] Universidade de São Paulo, 2006.

SANTOS, G. M. et al. The Phytolith 14 C Puzzle : a Tale of Background Determinations and Accuracy Tests. **Radiocarbon**, v. 52, n. 1, p. 113–128, 2010.

SANTOS, R. D. . et al. Manual de descrição e coleta de solo no campo. 5. ed. Viçosa: **SiBCS**, 2005.

SÃO PAULO. Plano de Manejo do Parque Estadual Carlos Botelho. São Paulo: Instituto Florestal, 2007.

SÃO PAULO. Secretaria de Infraestrutura e Meio Ambiente. Disponível em: <<https://www.infraestruturameioambiente.sp.gov.br/fundacaoflorestal/2014/01/parque-estadual-carlos-botelho-e-opcao-para-passeios-ecologicos/>>. Acesso em: 1 set. 2020.

SCHEEL-YBERT, R. Considerações sobre o método de datação pelo Carbono-14 e alguns comentários sobre. **Museu de Arqueologia e Etnologia**, p. 297–301, 1999.

SCHEER, M. B.; MOCOCHINSKI, A. Y. Florística vascular da Floresta Ombrófila Densa Altomontana de Quatro Serras no Paraná. **Biota Neotropica**, v. 9, n. 2, p. 51–69, 2009.

SENDULSKY, T.; LABOURIAU, L. G. Corpos Silicosos de Gramíneas dos Cerrados I. **Academia Brasileira de Ciências**, v. 38, p. 1–28, 1966.

SHIRASUNA, R. T.; FILGUEIRAS, T. DE S. Bambus nativos (Poaceae, Bambusoideae) no Parque Estadual das. **Hoehnea**, v. 40, n. 2, p. 315–359, 2013.

SILVA, K. C. **Reconstituição paleoambiental de uma área no baixo curso do Rio Ribeira de Iguape com base em bio e geo indicadores**. São Paulo: Universidade de São Paulo, 2014.

SILVA NETO, E. C. DA et al. Phytoliths as indicators of pedogenesis and paleoenvironmental changes in Spodosols of the state of Rio de Janeiro, Brazil. **Science of The Total Environment**, v. 636, p. 1070–1080, set. 2018.

SILVA NETO, E. C. DA et al. Palaeoenvironmental records of Histosol pedogenesis in upland area, Espírito Santo State (SE, Brazil). **Journal of South American Earth Sciences**, v. 95, p. 102301, nov. 2019.

SOMMER, M. et al. Silicon pools and fluxes in soils and landscapes. **Journal of Plant Nutrition and Soil Science**, v. 169, n. 3, p. 310–329, 2006.

SONDAHL, M. R.; LABOURIAU, L. G. Corpos Silicosos de Gramíneas dos Cerrados IV. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 5, p. 1–26, 1970.

SOUZA, C. R. D. G. et al. **Quaternário no Brasil**. 1. ed. Ribeirão Preto: Holos, Editora, 2005.

SOUZA, E. DE. **Reconstituição Paleoambiental a partir do sinal fitolítico na ESEC Caetetus – Gália (SP)**. [s.l.] Universidade Estadual do Oeste do Paraná- Campus Maringá, 2019.

SOUZA, E. DE et al. **Análise Fitolítica Aplicada na Reconstituição Paleoambiental na ESEC Caetetus – Gália (SP)**. *Perspectiva Geográfica*, v. 14, n. 20, p. 96–106, 2019.

SOUZA, M. M. D. E. et al. Evolução paleoambiental holocênica da porção Nordeste do estado de São Paulo, Brasil. **Revista Brasileira de Paleontologia**, v. 16, n. 2, p. 297–308, 2013.

STADMÜLLER, I. **Los bosques Nublados en el Trópico Húmedo**. [s.l.] Universidad de las Naciones Unidas, 1987.

STRÖMBERG, C. A. E. The origin and spread of grass-dominated ecosystems in the Late Tertiary of North America: preliminary results concerning the evolution of hypsodonty. **Palaeogeography, Palaeoclimatology, Palaeoecology**, v. 177, p. 59–75., 2002.

STRÖMBERG, C. A. E. Can slide preparation methods cause size biases in phytolith assemblages?: results from a preliminary study. Oxford: **Oxbow Books**, 2007.

STRÖMBERG, C. A. E. et al. Phytoliths in Paleoecology: Analytical Considerations, Current use, and Future Directions. In: CROFT, D. A.; SU, D.; SIMPSON, S. W. (Eds.). *Methods in Paleoecology*. [s.l.] **Springer**, 2018. v. 1p. 235–287.

TARGULIAN, V. O. GORYACHKINA, S. V. Soil memory: Types of record, carriers, hierarchy and diversity. **Revista Mexicana de Ciências Geológicas**, v. 21, n. 1, p. 1–8, 2004.

TONIATO, M. T. Z. ET AL. **A vegetação do Parque Estadual Carlos Botelho: subsídios para o plano de manejo**. IF Sér. Reg., p. 1–254, jul. 2011.

TSARTSIDOU, G. et al. The phytolith archaeological record: strengths and weaknesses evaluated based on a quantitative modern reference collection from Greece. **Journal of Archaeological Science**, v. 34, n. 8, p. 1262–1275, 2007.

TWISS, C. .; SUESS, E. .; SMITH, R. M. Morphological classification of grass phytoliths. **Soil Science Society of America Proceedings**, v. 33, p. 109–115, 1969.

TWISS, P. C. Predicted world distribution of C3 and C4 grass phytoliths. In: RAPP, G. J.; MULHOLLAND, S. C. (Eds.). **Emerging Issues, Advances in Archeological and Museum Science**. 1. ed. [s.l: s.n.]. p. 113 – 128.

TWISS, P. C.; DORT JR., W.; SORENSON, C. J. Grass-opal phytoliths as climatic indicators of the Great Plains Pleistocene. In: JOHNSON, W. C. (Ed.). **Quaternary environments of Kansas**, vol 5. Guidebook Series, Kansas Geological Survey. 1. ed. Kansas: Geologic Survey, 1987. p. 179–188.

VELOSO, H. P. **Classificação da vegetação brasileira, adaptada a um sistema universal**. 1. ed. Rio de Janeiro: IBGE, Departamento de Recursos Naturais e Estudos Ambientais, 1991.

VIDOTTO, E. **Reconstrução paleoambiental (vegetação e clima) no Parque Estadual da Ilha do Cardoso - SP durante o Quaternário tardio**. Piracicaba: Universidade de São Paulo, 2008.

VINICIUS C, S.; HARRI, L. **Botânica Sistemática**: Guia ilustrado para identificação das famílias de Fanerógamas nativas e exóticas no Brasil, baseado em APG II. 2. ed. Nova Odessa: Instituto Plantarum, 2008.

WALLIS, L. An overview of leaf phytolith production patterns in selected northwest Australian flora. **Review of Palaeobotany and Palynology**, v. 125, n. 3–4, p. 201–248, 2003.

WATLING, J.; IRIARTE, J. Phytoliths from the coastal savannas of French Guiana. **Quaternary International**, v. 287, p. 162–180, 2013.

WILDING, L.P., SMECK, N.E.; DREES, L. R. Silica in soils: quartz, cristobalite, tridymite and opal. In: DIXON, J.B.; WEED, S. B. (Ed.). **Mineral in soil environments**. 1. ed. Madison: **Soil Science Society of America**, 1977. p. 471–542.

WILDING, L. P.; DREES, L. R. Biogenic Opal in Ohio Soils1. **Soil Science Society of America Journal**, v. 35, n. 6, p. 1004, 1971.

WILDING, L. P.; SMECK, N. E.; LARRY R. DREES. Chapter 8. In: DIXON, J. B.; WEED, S. B. (Eds.). . **Minerals in soil environments**. Madison: Soil Sci. Soc. Am. Inc., 1977a. p. 1–40.

WILDING, L. P.; SMECK, N. E.; LARRY R. DREES. Physics and Chemistry of Biomineralization. In: DIXON, J. B.; WEED, S. B. (Eds.). . **Minerals in soil environments**. Madison: Soil Sci. Soc. Am. Inc., 1977b. v. 12p. 293–305.

YOST, C. L.; BLINNIKOV, M. S. Locally diagnostic phytoliths of wild rice (*Zizania palustris* L.) from Minnesota, USA: Comparison to other wetland grasses and usefulness for archaeobotany and paleoecological reconstructions. **Journal of Archaeological Science**, v. 38, n. 8, p. 1977–1991, 2011.

ZUCOL, A. F.; BREA, M.; PASSEGGI, E. LOS ESTUDIOS FITOLÍTICOS EN AMÉRICA DEL SUR, UNA VISIÓN RETROSPECTIVA. In: MARÍA ALEJANDRA KORSTANJE; BABOT, M. DEL P. (Eds.). . **Matices Interdisciplinarios en Estudios Fitolíticos y de Otros Microfósiles**. BAR. Inter ed. [s.l.] Oxford: John and Erica Hedges, 2008., 2008a. p. 3–21.

ZUCOL, A. F.; BREA, M.; PASSEGGI, E. Los Estudios Fitolíticos en América del Sur, una Visión Retrospectiva Retrospective View in South America Phytolith Studies. In: KORSTANJE, M. A.; BABOT, M. DEL P. (Eds.). . **Matices Interdisciplinarios en Estudios Fitolíticos y de Otros Microfósiles Interdisciplinary Nuances**. 1. ed. Oxford: John and Erica Hedges Ltd., 2008b. p. 245.

8. APÊNDICES

A	0 – 08cm	Bruno-escuro (7,5YR 3/2, úmida); franco-argiloarenosa; fraca; granular media fraca que se desfaz em granular pequena à média fraca (grumos); muito friável, plástica e pegajosa; transição clara e plana.
AB/BA	08-25cm	Bruno-escuro (7,5YR 3/2, úmida); franco-argilosa; pouco cascalhentas (mineral primário, micas brancas e verdes); bloco subangular grande/muito grande fraca; friável; plástica e pegajosa; transição gradual e plana.
Bi	25-40 cm	Bruno (7,5 YR 4/4 úmida); argila; pouco cascalhenta (mica, quartzo, feldspato rosa); bloco prismático grande ao médio moderado que se desfaz em bloco subangular médio moderado; friável; muito plástica e muito pegajosa; transição gradual e ondulada.
Bi/Cr	40-60 cm	Bruno-forte (7,5YR 4/6, úmida); argila; cascalhenta; bloco subangular à prismática média forte à moderada que se desfaz em blocos granular pequena fraca (aspecto maciço); friável; muito plástica e muito pegajosa; transição gradual e ondulada.
Cr	60-80 cm	Vermelho-amarelado (5YR 4/6, úmida); francoargilosa; cascalhenta; maciça (rocha alterada); firme; plástica e pegajosa.

APÊNDICE 1. Descrição morfológica dos horizontes do perfil de solo

Morfotipos	Ornamentação	Quantidade
<i>Acanthaceae Mendoncia velloziana</i>		
Acute	bulbosus	71
Blocky	faceted	146
Stellate		9
Tabular	granulate	2
Tabular	psilate	3
Tabular	striate	2
Tracheary	annulate/helical	66
Stomate		4
Oblong		4
Trichome base		1
	Total	308

Continua...

...Continuação

Morfotipos	Ornamentação	Quantidade
Chysobalanaceae <i>Hirtela hebeclada</i>		
Elongate	entire	6
Elongate	sinuate	139
Acute	bulbosus	12
Acute	scrobiculate	1
Elipsoid	psilate	4
Polygonal	epidermic cell	281
Tabular	granulate	9
Tabular	psilate	4
Stomate		3
	Total	459
Cyatheaceae <i>Cyathea atrovirens</i>		
Elongate	entire	18
Elongate	aerolate	5
Acute	bulbosus	19
Amoeboid	brachiate	29
Spheroid	psilate	218
Spheroid	ornate	11
Stomate		4
	Total	304
Bromeliaceae <i>Vriesea incurvata</i>		
Spheroid	echinate	13
Spheroid	psilate	285
Spheroid	ornate	2
	Total	300
Poaceae <i>Paspalum</i>		
Bilobate		56
Cross		47
Polilobate		3
Trapezoid		2
Rondel		9
Saddle		29
Bulliform	flabellate	2
Elongate	clavate	16
Elongate	entire	58
Acute	bulbosus	167
Tabular	psilate	4
Stomate		1
	Total	394
Selaginellaceae <i>Selaginella macrostachya</i>		
Conical		215
Acute	bulbosus	21
Spheroid	psilate	14
Spheroid	ornate	16

Continua...

...Continuação

Morfotipos	Ornamentação	Quantidade
Tabular	psilate	35
	Total	301
Lauraceae <i>Ocotea tabacifolia</i>		
Elongate	entire	14
Elongate	sinuate	25
Blocky	psilate	178
Blocky	polyedral faceted	4
Spheroid	ornate	3
Tabular	psilate	14
Tracheary	annulate/helical	17
Stomate		45
	Total	300
Rubiaceae <i>Psychotria forsteronioides</i>		
Elongate	entire	17
Elongate	sinuate	
Blocky	psilate	
Blocky	granulate	87
Elipsoid	psilate	
Spheroid	cavate	
Spheroid	psilate	1
Tabular	granulate	13
Tabular	striate	1
Tracheary	annulate/helical	
	Total	119
Cyperaceae <i>Pleurostachys distichophylla</i>		
Saddle		83
Conical		189
Papillate		92
Polygonal	cyperus	45
Elongate	entire	8
	Total	417
Maranthaceae <i>Ctenanthe lanceolate</i>		
Elongate	cylindrical	1
Elongate	sinuate	25
Blocky	psilate	8
Spheroid	cavate	2
Spheroid	psilate	335
	Total	371
Bignoniaceae <i>Begonia</i>		
Claviform		6
Elongate	sinuate	9
Blocky	psilate	102
Blocky	faceted	2
Blocky	cavate	10

Continua...

...Continuação

Morfotipos	Ornamentação	Quantidade
Elipsoid	psilate	10
Amoeboid	brachiate	1
Spheroid	cavate	48
Spheroid	psilate	140
	Total	328
Lauraceae		
Acute	bulbosus	2
Blocky	psilate	41
Blocky	cavate	5
Amoeboid	brachiate	11
Spheroid	cavate	44
Spheroid	psilate	193
Jig-saw	epidermic cell	13
	Total	309
Sapindaceae <i>Matayba obovata</i>		
Elongate	entire	
Blocky	psilate	19
Blocky	granulate	69
Elipsoid	psilate	2
Spheroid	psilate	5
Spheroid	ornate	156
Polygonal	epidermic cell	
Tabular	psilate	38
Tabular	faceted	6
Tracheary	annulate/helical	1
Stomate		4
	Total	301
Primulaceae <i>Myrsine coriacea</i>		
Elongate	entire	2
Elongate	sinuate	2
Blocky	psilate	31
Blocky	faceted	2
Spheroid	cavate	5
Spheroid	psilate	266
	Total	308
Melastomataceae <i>Miconia cabucu</i>		
Blocky	psilate	7
Blocky	triangular	3
Elipsoid	psilate	0
Spheroid	psilate	102
Spheroid	ornate	180
Tabular	psilate	8
	Total	300

Continua...

...Continuação

Morfotipos	Ornamentação	Quantidade
Moraceae <i>Sorocea bonplandii</i>		
Elongate	entire	87
Blocky	polyedral faceted	4
Spheroid	psilate	1
Spheroid	ornate	1
Polygonal	epidermic cell	466
Tabular	psilate	1
	Total	560
Rubiaceae <i>Amaioua intermedia</i>		
Elongate	entire	43
Elongate	sinuate	1
Blocky	psilate	9
Blocky	faceted	1
Elipsoid	psilate	4
Spheroid	cavate	3
Spheroid	psilate	23
Spheroid	ornate	1
Polygonal	epidermic cell	213
Tabular	psilate	7
Tracheary	annullate/helical	7
Trichome base		1
	Total	313
Annonaceae <i>Guatteria australis</i>		
Elongate	sinuate	5
Blocky	Irregular	47
Spheroid	psilate	91
Jig-saw	epidermic cell	152
Tabular	psilate	5
	Total	300
Malpighiaceae <i>Byrsonima ligustrifolia</i>		
Elongate	entire	11
Elongate	dentate	1
Blocky	psilate	30
Blocky	faceted	89
Elipsoid	psilate	5
Spheroid	psilate	68
Polygonal	epidermic cell	49
Tabular	psilate	1
Tracheary	annullate/helical	46
	Total	300
Chrysobalanaceae <i>Parinari</i>		
Elongate	entire	50
Blocky	psilate	42
Spheroid	psilate	74

Continua...

...Continuação

Morfotipos	Ornamentação	Quantidade
Polygonal	epidermic cell	237
Tabular	striate	2
Tracheary	annulate/helical	9
Stomate		2
Trichome base		4
	Total	420
Fabaceae <i>Abarema langsdorffii</i>		
Blocky	psilate	16
Elipsoid	psilate	2
Spheroid	psilate	292
Jig-saw	epidermic cell	5
	Total	315
Burseraceae <i>Protium</i>		
Elongate	sinuate	9
Spheroid	cavate	3
Spheroid	psilate	161
Polygonal	epidermic cell	52
Jig-saw	epidermic cell	61
Stomate		29
	Total	315
Annonaceae		
Elongate	sinuate	1
Blocky	faceted	1
Spheroid	psilate	45
Jig-saw	epidermic cell	385
Tracheary	annulate/helical	3
Stomate		24
	Total	459
Asteraceae <i>Adenostemma brasiliamum</i>		
Elongate	entire	10
Elongate	sinuate	8
Elongate	dentate	0
Blocky	psilate	54
Blocky	faceted	
Blocky	cavate	38
Blocky	triangular	2
Blocky	granulate	7
Amoeboid	brachiate	
Spheroid	psilate	27
Spheroid	ornate	34
Polygonal	epidermic cell	
Jig-saw	epidermic cell	115
Tabular	granulate	2
Tabular	psilate	4

Continua...

...Continuação

Morfotipos	Ornamentação	Quantidade
	Total	301
Piperaceae <i>Piper</i>		
Acute	bulbosus	7
Blocky	psilate	65
Blocky	polyedral faceted	23
Elipsoid	psilate	1
Polygonal	epidermic cell	237
Tabular	psilate	7
Tracheary	annullate/helical	8
	Total	348
Cyatheaceae <i>Cyathea corcovadensis</i>		
Elongate	entire	43
Jig-saw	epidermic cell	248
Stomate		17
	Total	308
Piperaceae <i>Piper pseudopothifolium</i>		
Blocky	psilate	6
Blocky	cavate	8
Amoeboid	granulate	63
Amoeboid	brachiate	4
Spheroid	cavate	127
Spheroid	psilate	94
Tabular	psilate	2
	Total	304
Apocynaceae <i>Aspidosperma olivaceum</i>		
Blocky	psilate	167
Blocky	cavate	13
Spheroid	cavate	7
Polygonal	epidermic cell	107
Tracheary	annullate/helical	15
	Total	309
Rubiaceae <i>Bathysa australis</i>		
Blocky	psilate	
Spheroid	psilate	295
Tabular	psilate	8
	Total	303
Sapotaceae <i>Ecclinusa</i>		
Elongate	cylindrical	4
Blocky	psilate	7
Amoeboid	granulate	44
Spheroid	cavate	21
Spheroid	psilate	143
Polygonal	epidermic cell	50
Jig-saw	epidermic cell	55

Continua...

...Continuação

Morfotipos	Ornamentação	Quantidade
Tracheary	annulate/helical	27
Stomate		1
	Total	352
Fabaceae <i>Copaifera trapezifolia</i>		
Blocky	polyedral faceted	10
Spheroid	cavate	8
Spheroid	psilate	281
Tabular	striate	1
	Total	300
Phyllanthaceae <i>Hyeronima alchorneoides</i>		
Claviform		8
Acute	bulbosus	1
Blocky	psilate	24
Blocky	faceted	10
Elipsoid	psilate	13
Spheroid	cavate	27
Spheroid	psilate	223
Tabular	psilate	4
	Total	310
Rubiaceae <i>Ixora</i>		
Spheroid	psilate	313
	Total	313
Arecaceae <i>Euterpe edulis</i>		
Spheroid	echinate	304
Trachary		3
	Total	307
Myrtaceae <i>Marlierea</i>		
Elongate	entire	56
Acute	bulbosus	3
Blocky	psilate	2
Elipsoid	psilate	24
Amoeboid	granulate	69
Spheroid	cavate	6
Spheroid	psilate	160
Tabular	striate	1
Tracheary	annulate/helical	3
Stomate		2
	Total	326
Rubiaceae <i>Chomelia parvifolia</i>		
Acute	bulbosus	2
Spheroid	cavate	20
Spheroid	psilate	265
Tabular	psilate	2
Tabular	striate	11

Continua...

...Continuação

Morfotipos	Ornamentação	Quantidade
	Total	300
Fabaceae <i>Phanera</i>		
Acute	bulbosus	20
Blocky	psilate	8
Elipsoid	psilate	1
Spheroid	psilate	38
Polygonal	epidermic cell	85
Jig-saw	epidermic cell	161
Tabular	psilate	4
Tracheary	annulate/helical	1
	Total	318
Fabaceae <i>Inga sessilis</i>		
Elongate	entire	72
Elongate	sinuate	85
Acute	bulbosus	8
Amoeboid	granulate	10
Spheroid	psilate	2
Polygonal	epidermic cell	70
Jig-saw	epidermic cell	25
Tabular	psilate	5
Tracheary	annulate/helical	22
Stomate		1
	Total	300
Lauraceae <i>Nectandra oppositifolia</i>		
Blocky	psilate	3
Blocky	faceted	1
Blocky	Irregular	4
Amoeboid	granulate	20
Spheroid	psilate	277
Tabular	Geniculate	1
	Total	306
Sapotaceae <i>Pouteria bullata</i>		
Acute	bulbosus	28
Blocky	granulate	11
Elipsoid	psilate	3
Amoeboid	brachiate	6
Spheroid	cavate	40
Spheroid	psilate	268
Spheroid	ornate	1
Tabular	psilate	19
Tracheary	annulate/helical	28
	Total	404

Continua...

...Continuação

Morfotipos	Ornamentação	Quantidade
Sapindaceae <i>Cupania oblongifolia</i>		
Elongate	sinuate	1
Acute	bulbosus	0
Blocky	psilate	28
Elipsoid	psilate	0
Elipsoid	granulate	0
Spheroid	cavate	3
Spheroid	psilate	268
Tabular	psilate	0
	Total	300
Poaceae <i>Parodiolyra micrantha</i>		
Cross		79
Polilobate		5
Trapezoid		20
Saddle		22
Papillate		30
Elongate	sinuate	150
Elongate	dentate	1
Acute	bulbosus	1
Blocky	velloate (Chusquea)	4
Spheroid	echinate	9
	Total	321
Cunoniaceae <i>Weinmannia</i>		
Elongate	entire	18
Elongate	sinuate	3
Acute	bulbosus	1
Blocky	psilate	16
Blocky	polyedral faceted	0
Elipsoid	psilate	2
Amoeboid	brachiate	2
Spheroid	echinate	0
Spheroid	cavate	13
Spheroid	psilate	234
Polygonal	epidermic cell	3
Tabular	psilate	7
Tabular	faceted	2
	Total	301
Poaceae <i>Merostachys sp</i>		
Saddle		314
Elongate	sinuate	2
Elongate	dentate	4
Blocky	velloate (Chusquea)	1
	Total	321

Continua...

...Continuação

Morfotipos	Ornamentação	Quantidade
Myrtaceae <i>Campomanesia</i>		
Blocky	psilate	2
Spheroid	psilate	307
	Total	309
Myrtaceae <i>Psidium</i>		
Elongate	entire	5
Acute	bulbosus	12
Blocky	psilate	179
Spheroid	cavate	26
Spheroid	psilate	100
	Total	322
Arecaceae <i>Geonoma schottianna</i>		
Blocky	polyedral faceted	10
Spheroid	echinate	300
Polygonal	epidermic cell	15
Tabular	psilate	20
	Total	345
Myrtaceae <i>Myrcia</i>		
Acute	bulbosus	61
Polygonal	epidermic cell	5
jig-saw	epidermic cell	199
Tabular	psilate	5
Tabular	velloate	1
Stomate		29
	Total	300
Arecaceae <i>Attalea dubia</i>		
Spheroid	cavate	21
Spheroid	psilate	329
	Total	350
Poaceae <i>Chusquea sp</i>		
Bilobate		1
Saddle		337
Elongate	sinuate	2
Elongate	dentate	4
	Total	344
Polygonaceae <i>Coccoloba</i>		
Blocky	psilate	
Spheroid	cavate	1
Spheroid	psilate	2
Polygonal	epidermic cell	285
Tabular	granulate	2
Tabular	psilate	4
	Total	6
		300

Continua...

...Continuação

Morfotipos	Ornamentação	Quantidade
Cyperaceae <i>Pleurostachys urvillei</i>		
Trapezoid		1
Saddle		32
Papillate		138
Cone-shaped		109
Polygonal	cyperus	13
Elongate	sinuate	7
Blocky	velloate (Chusquea)	10
Tabular	psilate	6
	Total	316
Clusiaceae <i>Garcinia gardneriana</i>		
Blocky	psilate	1
Amoeboid	brachiate	0
Spheroid	psilate	297
Tabular	granulate	2
	Total	300
Arecaceae <i>Bactris</i>		
Conical with acute basal projections		78
Spheroid	echinate	240
	Total	318
Myrtaceae <i>Eugenia</i>		
Bulliform	flabellate	1
Elongate	entire	10
Blocky	psilate	12
Blocky	polyedral faceted	96
Blocky	cavate	14
Spheroid	cavate	7
Spheroid	psilate	17
Polygonal	epidermic cell	137
Tabular	faceted	5
Tracheary	annulate/helical	1
	Total	300
Bromeliaceae <i>Nidularium innocentii</i>		
Blocky	psilate	1
Blocky	faceted	2
Blocky	cavate	2
Spheroid	cavate	2
Spheroid	psilate	304
	Total	311
Myrtaceae		
Blocky	psilate	208
Blocky	faceted	1
Polygonal	epidermic cell	90

Continua...

...Continuação

Morfotipos	Ornamentação	Quantidade
Tabular	faceted	4
	Total	303
Annonaceae <i>Guatteria</i>		
Elongate	entire	3
Acute	bulbosus	4
Blocky	psilate	21
Blocky	faceted	19
jig-saw	epidermic cell	284
Tabular	velloate	1
Stomate		5
	Total	337
Rutaceae <i>Esenbeckia grandiflora</i>		
Elongate	entire	32
Blocky	polyedral faceted	35
Blocky	granulate	64
Amoeboid	granulate	19
Amoeboid	brachiate	12
Polygonal	epidermic cell	81
Tabular	granulate	10
Tabular	velloate	1
Tabular	faceted	5
Tracheary	annulate/helical	38
Stomate		6
	Total	303
Elaeocarpaceae <i>Sloanea</i>		
Elongate	entire	11
Acute	bulbosus	6
Blocky	psilate	38
Spheroid	psilate	6
Polygonal	epidermic cell	216
Tabular	polygonal	18
Tracheary	annulate/helical	31
	Total	326
Monimiaceae <i>Mollinedia</i>		
Elongate	entire	36
Blocky	psilate	12
Blocky	polyedral faceted	10
Spheroid	cavate	13
Spheroid	psilate	17
Polygonal	epidermic cell	252
Tabular	psilate	5
Tracheary	annulate/helical	2
Stomate		4
	Total	351

Continua...

...Continuação

Morfotipos	Ornamentação	Quantidade
Monimiaceae <i>Mollinedia</i>		
Spheroid	cavate	46
Spheroid	psilate	253
Spheroid	ornate	1
	Total	300
Smilacaceae <i>Smilax</i>		
Elongate	entire	4
Elipsoid	psilate	8
Spheroid	cavate	48
Spheroid	psilate	28
Tabular	psilate	12
	Total	100
Lauraceae <i>Ocotea</i>		
Elipsoid	psilate	43
Amoeboid	brachiate	2
Spheroid	cavate	20
Spheroid	psilate	328
Tabular	psilate	2
	Total	395
Salicaceae <i>Casearia sylvestris</i>		
Blocky	granulate	53
Elipsoid	granulate	17
Spheroid	cavate	128
Spheroid	psilate	3
Spheroid	ornate	100
Tabular	granulate	9
	Total	310
Lauraceae <i>Ocotea</i>		
Elongate	entire	3
Blocky	psilate	20
Elipsoid	psilate	15
Amoeboid	granulate	22
Spheroid	cavate	133
Spheroid	psilate	97
Polygonal	epidermic cell	8
Tabular	psilate	4
	Total	302
Annonaceae <i>Annona dolabripetala</i>		
Elongate	entire	1
Blocky	psilate	2
Amoeboid	brachiate	2
Spheroid	cavate	16
Spheroid	psilate	1
Polygonal	epidermic cell	340

Continua...

...Continuação

Morfotipos	Ornamentação	Quantidade
jig-saw	epidermic cell	65
	Total	427
Sapindaceae <i>Allophylus petiolulatus</i>		
Blocky	polyedral faceted	70
Spheroid	cavate	32
Spheroid	psilate	210
	Total	312
Poaceae <i>Parodiolyra micrantha</i>		
Bilobate		3
Cross		126
Trapezoid		20
Crenate		10
Elongate	sinuate	141
Blocky	velloate (Chusquea)	2
	Total	302
Euphorbiaceae <i>Alchornea glandulosa</i>		
Blocky	psilate	8
Elipsoid	psilate	12
Amoeboid	brachiate	1
Spheroid	cavate	11
Spheroid	psilate	274
Tabular	psilate	7
	Total	313
Fabaceae <i>Senna multijuga</i>		
Blocky	psilate	11
Amoeboid	brachiate	4
Amoeboid	granulate	4
Spheroid	psilate	309
Tabular	psilate	3
Tracheary	annullate/helical	1
	Total	332
Lamiaceae <i>Aegiphila integrigolia</i>		
Spheroid	cavate	310
Spheroid	ornate	3
	Total	313
Asteraceae <i>Piptocarpha</i>		
Spheroid	psilate	10
Polygonal	epidermic cell	284
Tracheary	annullate/helical	6
	Total	300

Morfortipos	P1			P2			P3		
	Ser.	0-5cm	5-10cm	Ser.	0-5cm	5-10cm	Ser.	0-5cm	5-10cm
<i>Bilobate</i>		3	1		2	2		5	
<i>Polylobate</i>			1						
<i>Blocky velloate</i> (<i>chusquea</i>)						6			
<i>Blocky Poaceae</i> <i>epidermic cell</i>		1	12				1	14	11
<i>Bulliform Flabellate</i> (<i>cuneiform</i> <i>bulliform</i>)					7		5		
<i>Trapezoid psilate</i> <i>short cell</i>		6	7	1		2	1	1	3
<i>Trapezoid sinuate</i> <i>short cell (crenate)</i>								1	
<i>Rondel</i>				1	6	2	1	9	10
<i>Saddle</i>			1	1	12	12	11	13	13
<i>Elongate entire</i>	1	5	8	18	9	7	9	11	14
<i>Elongate dentate</i>		4		3			2		
<i>Elongate faceted</i>							1		
<i>Elongate sinuate</i>				1			3		
<i>Elongate</i> <i>cylindrical</i>				14					
<i>Tabular psilate</i>	26		1	27	4	7	17	10	19
<i>Tabular sinuate</i>	1		15	11	1		19		
<i>Acute bulbous</i>	150			23			6		
<i>Acute arcuate</i>				1			1	1	
<i>Spheroid echinate</i>				16	144	132	29	74	65
<i>Elipsoid echinate</i>	1				6	15	6	11	21
<i>Fusiform</i>									
<i>Block psilate</i>			1	56		2	8	7	11
<i>Blocky polyhedral</i>	150					6			
<i>Blocky polygonal</i> <i>faceted</i>						2		2	
<i>Blocky irregular</i>									
<i>Elipsoid psilate</i>		1		3	1	3	39	5	1
<i>Elipsoid granulate</i>		7				1		5	
<i>Spheroid ornate</i>		162					13		10

...Continua

...Continuação

<i>Spheroid psilate</i>	1	7	153	9	6	1	4	29	22
<i>Jig-saw epidermic cell</i>				1					
<i>Polygonal epidermic cell</i>							18		
<i>Amoeboid cylindrical</i>	1				3				
<i>Amoeboid pitted</i>		2					3		
<i>Amoeboid brachiate</i>	10						1	1	
<i>Stomate</i>				17					
<i>Tabular geniculate</i>		2							
<i>Tracheary anullate/helical</i>	2			3			4	1	
Total de fitólitos	343	200	200	206	201	200	202	200	200
Variedade de morfotipos	10	11	10	18	12	15	23	18	12

Continua...

Morfotipos	P4			P5		
	Ser.	0-5cm	5-10cm	Ser.	0-5cm	5-10cm
<i>Bilobate</i>		2	2	1	2	
<i>Polylobate</i>						
<i>Blocky velloate (chusquea)</i>						
<i>Blocky Poaceae epidermic cell</i>	2	9	7	2	9	3
<i>Bulliform Flabelate (cuneiform bulliform)</i>						
<i>Trapezoid psilate short cell</i>						
<i>Trapezoid sinuate short cell (crenate)</i>		1			1	
<i>Rondel</i>		4	1		4	
<i>Saddle</i>	1	27	5	7	27	21
<i>Elongate entire</i>	6	21	4	14	21	14
<i>Elongate dentate</i>						
<i>Elongate faceted</i>						
<i>Elongate sinuate</i>						
<i>Elongate cylindrical</i>	1					
<i>Tabular psilate</i>	65	17	7	8	17	
<i>Tabular sinuate</i>						
<i>Acute bulbous</i>	6			3		

Continua...

...Continuação

<i>Acute arcuate</i>						
<i>Spheroid echinate</i>	1	38	17		38	14
<i>Elipsoid echinate</i>			6			
<i>Fusiform</i>						
<i>Blocky psilate</i>	1		5	38		1
<i>Blocky polyhedral</i>						
<i>Blocky polygonal faceted</i>						
<i>Blocky irregular</i>		7			7	
<i>Elipsoid psilate</i>	7	11	7	1	11	12
<i>Elipsoid granulate</i>			5			2
<i>Spheroid ornate</i>		37	25		37	100
<i>Spheroid psilate</i>		26	109	41	26	34
<i>Jig-saw epidermic cell</i>						
<i>Polygonal epidermic cell</i>	169			261		
<i>Amoeboid cylindrical</i>						
<i>Amoeboid pitted</i>						
<i>Amoeboid brachiate</i>						
<i>Stomate</i>						
<i>Tabular geniculate</i>						
<i>Tracheary anullate/helical</i>	1	1		2	1	
Total de fitólitos	260	201	200	378	201	201
Variedade de morfotipos	11	13	13	11	13	9

APÊNDICE 3. Produção geral e contagem de fitólitos do transecto (*fingerprinting*)

Morfotipos	00-10cm	10-20cm	20-30cm	30-40cm	40-50cm	50-60cm	60-70cm	70-80cm	80-90cm
<i>Bilobate</i>		1	1			2	1	2	2
<i>Cross</i>				1			1		
<i>Crenate (trapeziform polylobate)</i>		1							
<i>Blocky velloate (chusquea)</i>	1								
<i>Blocky Poaceae epidermic cell</i>							1		4
<i>Bulliform Flabelate (cuneiform bulliform)</i>			1			2	2	1	1
<i>Trapezoid short cell</i>				1					
<i>Trapezoid psilate short cell</i>	1		2						1

...Continua

	...Continuação								
<i>Trapezoid sinuate short cell (crenate)</i>		6							
<i>Rondel</i>	8		5	14		1	1		3
<i>Battle axe saddle shape</i>		9							
<i>Saddle</i>	12	13	10	13	1			4	16
<i>Elongate entire</i>	13		16	12	1	2	2	7	8
<i>Elongate dentate</i>			1			1			
<i>Elongate sinuate</i>	1			1				1	
<i>Elongate clavate</i>				1					1
<i>Elongate cylindrical</i>		4							
<i>Tabular psilate</i>	5	2	2	5	1	2	3		2
<i>Tabular sinuate</i>		5	1					1	3
<i>Tabular granulate</i>	6		1	2	2				
<i>Tabular facetate</i>							1		
<i>Acute bulbous</i>			1						
<i>Acute arcuate</i>	1				6				
<i>Cone-shaped</i>					1				
<i>Papillate</i>		37							
<i>Spheroid echinate</i>	19	2	69	36				4	5
<i>Elipsoid echinate</i>	2		8	5				2	
<i>Fusiform</i>		3							
<i>Blocky psilate</i>	3		1	6	3		3	10	1
<i>Blocky crenate</i>									1
<i>Blocky cavate</i>	2			1		1		2	12
<i>Blocky polygonal faceted</i>		1							
<i>Blocky scrobiculate</i>		4						2	
<i>Blocky irregular</i>		7	2	1		1	1	8	13
<i>Elipsoid psilate</i>	16	13	4	4	1		3	6	
<i>Elipsoid granulate</i>	8	30	3	6	4	2			11
<i>Spheroid ornate</i>	32	59	7	48	10	6	3	13	112
<i>Spheroid psilate</i>	70		65	43	4	8	11	55	4
<i>Granulate</i>		2							
<i>Tabular geniculate</i>		1							
<i>Carinate</i>					1				
Total	200	200	200	200	35	28	33	118	200
Variedade	17	19	19	18	12	11	13	15	18

APÊNDICE 4. Produção geral e contagem de fitólitos do perfil de CXd

	Serrapilheira			0- 5 cm			5-10 cm		
	Poacea	Eudicot.	Arecaceae	Poacea	Eudicot.	Arecaceae	Poacea	Eudicot.	Arecaceae
Média	35,99	58,86	1,69	27,54	41,75	30,71	19,98	53,02	26,99
Desvio Padrão	17,16	20,59	3,4	12,47	31,71	28,83	8,75	35,54	30,78

APÊNDICE 5. Porcentagem de plantas por família no *Fingerprinting* (Transecto)

CLASSIFICAÇÃO:	CAMBISSOLO HÁPLICO Distrófico léptico
LOCALIZAÇÃO:	Parque Estadual Carlos Botelho – (São Miguel Arcanjo - São Paulo)
COORDENADAS:	24° 04'08.2" S e 47° 58'07.7" W
SITUAÇÃO NA PAISAGEM:	Perfil descrito em trincheira no meio da floresta.
ALTITUDE:	673 m (GPS)
LITOLOGIA E CRONOLOGIA:	Granitos peraluminosos tipo S – São Miguel Arcanjo - Fácies Itu (g).
MATERIAL DE ORIGEM:	Alteração das rochas subjacentes.
RELEVO LOCAL:	Plano a suave ondulado
RELEVO REGIONAL:	Forte ondulado a montanhoso
DRENAGEM:	Bem drenado
EROSÃO:	Ligeira
CONTATO LÍTICO:	Ausente
PEDREGOSIDADE:	Não pedregosa
ROCHOSIDADE:	Não rochosa
VEGETAÇÃO:	Floresta Ombrófila (Mata Atlântica)
USO ATUAL:	Floresta Ombrófila (Mata Atlântica)

DESCRITO E COLETADO: Rodrigo S. Macedo, Helder F. Brandorff e Marcia R. Calegari.

APÊNDICE 6. PERFIL: CB 1 (18/11/2015) Descrição da área

Spheroid psilate							
2343 Cyathea Cyathea atrovirens	2344 Bromeli aceae Vrisea incurvat a	2350 Marantha ceae Ctenanth e lanceolat e	2352 Lauracea e	2354 Sapindac eae Matayba obovata	2355 Primulac eae Myrsine coriacea	2362 Fabac eae Abare ma langs dorffii	
2	1,14	2,84	4,8	3,6	4,04	3,6	
2,02	1,26	2,86	5,96	3,8	4,12	3,7	
2,12	1,3	3,24	6,12	4,02	4,3	4	
2,12	1,3	3,24	6,5	4,3	4,3	4,1	
2,7	1,3	3,32	6,68	4,3	4,38	4,24	
2,7	1,34	3,52	7,06	4,4	4,48	4,38	
2,82	1,34	3,82	7,06	4,54	4,48	4,4	
2,98	1,34	3,82	7,2	4,68	4,74	4,48	
2,98	1,42	3,94	7,36	4,68	4,74	4,52	
2,98	1,42	4	7,44	4,82	4,74	4,54	
3	1,58	4,02	8,4	5,18	4,98	4,68	
3,16	1,58	4,1	8,5	5,58	4,98	4,8	
3,16	1,6	4,26	8,62	5,62	5,1	5,14	
3,16	1,6	4,3	8,72	5,64	5,14	5,22	
3,18	1,7	4,38	8,84	6,12	5,42	5,26	
3,22	1,78	4,42	9,68	6,26	5,52	5,36	
3,36	1,84	4,48	10,6	6,44	5,58	5,58	
3,52	1,84	4,48	11,14	6,66	5,62	5,68	
3,52	1,84	4,68	11,58	6,7	5,64	5,68	
3,56	1,84	4,88	11,68	6,94	5,64	5,76	
3,6	1,92	4,9	11,86	7,08	5,68	5,8	
3,8	2	4,98	11,88	7,08	5,8	5,82	
3,8	2	5,14	12,14	7,2	5,82	5,82	
3,84	2,02	5,4	12,48	7,44	6,38	5,92	
3,96	2,02	5,5	12,62	7,48	6,8	5,96	
4,4	2,02	5,52	12,76	7,82	7,28	6,02	
4,66	2,02	5,8	12,96	8,08	8,06	6,06	
5,18	2,12	5,8	14,44	8,18	8,08	6,1	
5,36	2,12	5,84	14,7	8,22	8,12	6,26	
5,36	2,24	5,86	14,7	8,28	8,62	6,34	
5,42	2,24	6,02	14,98	8,32	8,74	6,34	
5,42	2,24	6,06	15,1	8,4	9,08	6,5	
5,42	2,24	6,38	15,66	8,84	9,16	6,76	
5,64	2,24	6,5	16,76	8,84	9,18	7,12	
6,02	2,28	7,1	17,5	9,04	9,62	7,28	
6,06	2,28	7,42	17,64	9,14	9,66	7,48	
6,26	2,28	7,58	18,06	9,82	10,28	7,62	
6,66	2,28	7,62	18,68	10,3	10,34	7,88	

Continua...

...Continuação

6,7	2,28	7,8	18,82	10,58	10,42	7,98	
6,76	2,3	8,04	19,16	10,6	10,72	8,18	
6,92	2,3	8,14	19,68	10,86	11,82	8,2	
6,92	2,4	8,2	20,66	11,16	12,68	8,32	
7,2	2,4	8,4	21,56	11,16	13,26	8,58	
7,36	2,4	8,68	22,78	11,24	14,28	9,14	
7,5	2,46	8,7	23,7	11,44	14,82	9,38	
7,8	2,46	8,94	24,1	11,64	15,48	9,6	
7,88	2,46	9,54	24,12	11,72	15,8	9,66	
8,04	2,52	10,1	24,6	11,74	22,58	9,8	
8,28	2,52	10,1	24,98	12		10,02	
8,3	2,54	10,28	31,72	12,36		10,34	
8,62	2,54	10,6	38,26	12,62		11,48	
8,92	2,54	10,74		13,04		13,88	
11,18	2,54	10,74		13,14		14	
	2,54	10,88		13,78			
	2,6	10,94		14,62			
	2,68	10,94		14,94			
	2,68	11,14		17,76			
	2,72	11,3					
	2,72	11,98					
	2,72	16,22					
	2,82						
	2,84						
	2,9						
	2,9						
	2,98						
	2,98						
	3						
	3,16						
	3,16						
	3,16						
	3,3						
	3,3						
	3,52						
	3,56						
	3,56						
	3,6						
	3,68						
	3,7						
	3,7						
	3,8						
	3,8						
	5,52						
	7,16						

Continua...

...Continuação

Spheroid psilate							
2364 Burserace ae Protium	2374 Rubiaceae Bathys a australi s	2375 Sapotace ae Ecclinus a	2376 Fabaceae Copaifer a trapezifol ia	2377 Phyllanth aceae Hyeroni ma alchorne oides	2378 Rubiaceae Ixora	2380 Myrta ceae Marlie rea	
3,42	3,8	2,9	2,9	2,72	1,9	3,56	
3,52	4,02	3	3,68	2,82	2,02	4,1	
3,52	4,04	3,1	3,82	3,12	2,02	4,54	
3,6	4,24	3,18	3,82	3,42	2,2	4,66	
3,8	4,24	3,48	4,12	3,42	2,24	4,66	
3,82	4,24	3,52	4,2	3,82	2,24	4,8	
3,82	4,54	3,56	4,24	3,96	2,4	4,8	
4,04	4,66	3,96	4,24	3,96	2,4	4,82	
4,1	4,68	4,12	4,38	3,96	2,54	4,98	
4,12	4,8	4,24	4,4	4,24	2,54	4,98	
4,24	4,9	4,4	4,46	4,38	2,54	5,1	
4,24	5,36	4,48	4,48	4,68	2,68	5,28	
4,38	5,36	4,52	4,52	4,92	2,68	5,42	
4,52	5,42	4,54	4,66	4,92	2,68	5,64	
4,52	5,52	4,6	4,66	4,92	2,68	5,86	
4,66	5,64	4,6	4,68	4,94	2,7	6,12	
4,78	5,8	4,68	4,68	5,08	2,9	6,34	
4,8	5,82	4,68	4,74	5,26	2,9	6,56	
4,82	5,86	4,8	4,8	5,26	3	7,28	
4,94	5,92	4,8	4,8	5,26	3,1	7,36	
5,08	6,06	4,8	4,82	5,28	3,1	7,48	
5,1	6,1	4,8	4,82	5,38	3,16	7,58	
5,1	6,1	4,82	5,08	5,42	3,16	7,6	
5,26	6,1	4,82	5,1	5,5	3,16	7,8	
5,28	6,38	4,98	5,18	5,52	3,18	8,18	
5,36	6,5	4,98	5,2	5,58	3,24	8,22	
5,4	6,76	5,26	5,22	5,58	3,24	8,34	
5,4	7,36	5,38	5,22	5,62	3,3	8,48	
5,42	7,92	5,4	5,4	5,68	3,3	8,5	
5,5	7,96	5,42	5,52	5,68	3,3	8,66	
5,58	7,98	5,58	5,58	5,8	3,3	8,92	
5,64	8,04	5,68	5,68	5,82	3,36	9,08	
5,8	8,08	5,96	5,92	5,92	3,36	9,1	
6,22	8,14	6,06	6,06	6,12	3,36	9,42	
6,48	8,18	6,1	6,12	6,2	3,4	9,46	
6,5	8,26	6,1	6,3	6,22	3,42	10,28	
6,64	8,72	6,12	6,5	6,24	3,42	10,34	

Continua...

...Continuação

7	8,84	6,34	6,64	6,48	3,42	10,58	
7,88	9,04	6,38	6,78	7,52	3,6	10,74	
7,98	9,34	6,68	6,92	7,52	3,68	11,28	
7,98	9,54	6,7	6,94	7,62	3,68	11,38	
8,14	9,72	7,5	7,48	7,8	3,82	11,72	
10,48	9,8	8,18	7,64	8,3	3,86	12,56	
12,62	10,18	8,34	7,9	8,32	4	12,72	
13,22	10,22	8,52	8,4	8,5	4,02	12,84	
14,18	10,28	8,7	8,56	8,62	4,04	13,42	
16,88	11,78	8,8	8,88	8,72	4,1	13,6	
17,32	11,82	9,6	8,92	8,78	4,46	13,72	
52,48	11,82	10,6	8,94	9,04	4,48		
	14,36		9,48	9,04	4,66		
	15,24		10,26	9,46	4,78		
				13,12	4,92		
				16,38	9,9		
Spheroid psilate							
2381 Rubiaceae Chomelia parvifolia	2384 Lauraceae Nectandra oppositifolia	2385 Sapotaceae Pouteria bullata	2386 Sapindaceae Cupania oblongifolia	2388 Cunoniaceae Weinmannia	2391 Myrtaceae Campomanesia	2395 Arecaceae Attalea dubia	
2,98	3,16	3,86	3,96	3,84	3,12	4,92	
3,6	4,46	3,9	4,04	3,9	3,24	4,98	
3,82	4,48	4,02	4,24	4,1	3,42	5,18	
4,02	4,74	4,3	4,3	5,1	3,52	5,42	
4,12	4,98	4,38	4,3	5,22	3,52	5,42	
4,3	5,22	5,22	4,42	5,38	3,56	5,58	
4,38	5,38	5,26	4,52	5,5	3,96	5,62	
4,52	5,38	5,28	4,54	5,86	4,12	5,68	
4,6	6,12	5,36	4,66	5,92	4,24	5,8	
4,68	6,56	5,4	5,1	6,12	4,24	5,82	
4,68	6,94	5,5	5,26	6,38	4,3	5,82	
4,74	7,38	5,52	5,26	6,64	4,54	5,86	
4,94	7,48	5,76	5,38	6,78	4,54	6,02	
4,94	8,04	6,22	5,4	6,8	4,9	6,06	
5,26	8,62	6,34	5,5	6,8	5,62	6,1	
5,36	8,62	6,38	5,52	6,82	5,64	6,3	
5,52	8,76	6,38	5,68	6,82	5,82	6,34	
5,62	9,38	6,7	6,12	6,92	5,86	6,48	
5,68	9,8	6,82	6,22	6,92	5,86	6,66	
5,68	10,5	6,92	6,44	6,92	5,96	6,8	
5,82	10,6	7,2	6,5	7,2	6,06	6,8	

Continua...

...Continuação

6,06	10,6	7,26	6,68	7,26	6,06	6,82	
6,12	10,68	7,7	6,7	8,2	6,22	6,82	
6,22	10,68	7,7	6,8	8,28	6,22	6,92	
6,22	10,8	7,76	6,92	8,28	6,38	6,94	
6,24	10,8	7,84	6,92	8,5	6,64	7,08	
6,24	11	8,04	6,94	8,5	6,7	7,14	
6,26	11,16	8,04	6,98	8,58	7,14	7,16	
6,3	11,92	8,18	7	8,62	7,2	7,2	
6,48	12,08	8,5	7,06	8,76	7,2	7,44	
6,56	12,48	8,72	7,08	8,78	7,2	7,44	
6,64	12,5	8,72	7,08	9,16	7,26	7,52	
6,64	12,76	8,74	7,26	9,42	7,48	7,62	
6,78	13,4	9,42	7,44	9,86	7,52	7,62	
6,92	13,92	9,48	7,5	10,06	7,76	7,7	
6,92	14,7	9,54	7,62	10,34	8,34	7,7	
6,92	15,48	9,6	8,2	12,14	8,38	7,9	
7,08	15,7	9,78	8,32	12,36	8,46	8,06	
7,5	15,82	9,8	8,34	12,42	8,96	8,34	
7,62	16,36	9,88	8,5	12,6	9,14	8,74	
7,62	16,52	9,9	8,62	13,4	9,36	8,92	
8,14	16,56	9,98	9,2	15,04	9,66	9,28	
8,18	16,98	10,6	9,32	15,66	10,04	9,32	
8,48	17,16	10,68	10,24	15,96	10,16	9,82	
8,66	17,86	11,08	10,58	20,2	10,44	10,6	
8,78	18,06	11,68	10,74	20,36	10,44	10,68	
8,84	19,92	11,88	10,9	22,64	10,96	11	
8,92	21,06	12,28	11,72	28,84	11,3	13,26	
9,16	26,84	12,34	13,04		11,44	15,32	
9,2		12,56	13,26		11,72	23,74	
9,32		12,56			12,4	25,54	
10,34		12,74			12,44		
11,44		12,98			13,6		
		13,68			14,54		
		14,36			15,1		
		14,4					
		14,42					
		14,54					
		14,68					
		15,66					
		16,36					

Continua...

...Continuação

Spheroid psilate							
2397 Polygonaceae Coccoloba	2399 Clusiaceae Garcinia gardneriana	2402 Bromeliaceae Nidularium innocentii	2408 Monimiaceae Mollinedia	2412 Lauraceae Ocotea	2418 Sapindaceae Allophylus petiolulatus	2420 Euphorbiaceae Alchornea glandulosa	2421 Fabaceae Senna multijugosa
2,7	4	0,94	2,54	3,96	4,04	3	3,12
3,1	4,12	1,14	3,36	4,02	4,68	3,16	3,12
3,1	4,12	1,26	3,52	4,12	4,74	3,16	3,16
3,3	4,3	1,26	3,56	4,12	4,94	3,16	3,16
3,52	4,4	1,3	3,82	4,38	4,98	3,42	3,56
3,56	4,48	1,42	4,02	4,46	5,18	3,6	3,68
3,56	4,74	1,42	4,04	4,48	5,18	3,68	3,68
3,7	4,98	1,42	4,1	4,68	5,58	3,8	3,8
3,8	4,98	1,58	4,14	4,68	5,92	3,8	3,82
3,82	5,08	1,58	4,24	4,68	6,26	3,82	3,9
3,86	5,1	1,58	4,24	4,68	6,48	3,86	4,02
3,96	5,36	1,6	4,24	4,74	6,66	4,24	4,04
4,1	5,4	1,6	4,38	4,82	6,92	4,24	4,24
4,12	5,4	1,78	4,46	4,92	7,08	4,46	4,38
4,24	5,52	1,78	4,48	4,98	7,26	4,52	4,46
4,48	5,52	1,84	4,68	5,14	7,36	4,54	4,48
4,54	5,52	1,84	4,74	5,18	7,4	4,54	4,48
4,68	5,58	1,84	4,92	5,36	7,4	4,68	4,52
4,68	5,62	1,92	4,98	5,42	7,48	4,92	4,9
4,74	5,64	1,92	4,98	5,82	7,48	4,98	4,92
5,08	5,68	1,92	4,98	5,86	7,6	5,08	4,92
5,26	5,68	1,92	4,98	5,92	7,64	5,36	4,92
5,64	5,8	2	5,08	6,06	7,64	5,36	4,92
5,64	5,86	2,02	5,08	6,22	7,7	5,38	5,08
5,8	6,1	2,12	5,08	6,3	7,84	5,4	5,1
5,8	6,26	2,2	5,14	6,34	7,88	5,42	5,22
5,8	6,3	2,24	5,14	6,56	8,04	5,5	5,4
5,8	6,38	2,24	5,14	6,58	8,06	5,58	5,42
6,06	6,5	2,24	5,22	6,7	8,26	5,58	5,58
6,12	6,8	2,24	5,38	6,92	8,34	5,58	5,62
6,26	6,82	2,24	5,38	7,34	8,48	6,02	5,68
6,38	7,26	2,28	5,4	7,36	8,52	6,02	5,68
6,56	7,34	2,4	5,58	7,36	8,58	6,02	5,8
6,78	7,36	2,4	5,8	7,36	8,94	7,14	6,2
7,16	7,6	2,54	5,8	7,58	9,02	7,36	6,22
7,2	7,62	2,54	5,8	7,64	9,08	7,36	6,22
7,2	7,62	2,54	5,8	7,82	9,38	7,6	6,7
7,2	7,62	2,54	5,86	8,26	9,38	7,84	6,78

Continua...

...Continuação

7,44	7,64	2,6	6,06	8,34	9,6	7,84	7,44
7,52	7,96	2,6	6,1	8,48	9,66	8,7	7,62
7,8	8,04	2,72	6,5	8,68	9,9	9,88	7,64
7,84	8,08	2,72	6,82	9,02	10,28	10,06	7,64
8,04	8,78	2,72	6,92	9,14	10,28	10,18	7,8
8,9	9,18	2,84	7,8	9,2	12,08	10,3	7,84
9,32	9,32	2,86	7,8	9,36	12,62	10,48	7,96
10,06	9,46	2,86	7,9	9,72	12,88	11,38	8,06
10,42	9,54	2,98	8,94	10,88	13,14	11,56	8,58
10,44	10,06	3	11,74	11	14,72	11,64	8,66
11,18	17,36	3,22		12,18	15,72	12,28	8,92
15,94	25,96	3,24		12,32		15,04	8,98
18,16		3,3		12,94			9,42
29,68		3,6		13,42			9,62
30,72		4,6		14,58			10,24
		5,64		19,96			12,42
Bilobate		Blocky faceted			Blocky granulate		
Poaceae Paspalum	Poaceae Parodya micrantha	Malpighiaceae Byrsonima ligustrifolia	Annonaceae Guatteria	Acanthaceae Mendoncia velloziana	Rubiaceae Psychotria forsteronioides	Rutaceae Esenbeckia grandiflora	
3,9	5,01	6,78	48,14	24,51	12,65	12,78	
4,02	7,34	7,43	52,22	30,5	13,57	14,46	
4,42	7,7	7,54	60,9	34,7	15,76	14,49	
4,64	7,89	7,57	61,14	35,29	16,1	16,14	
4,77	8,23	7,79	62,72	41,16	16,64	17,04	
5,24	8,29	7,79	63,58	41,62	19,68	17,04	
5,64	8,52	8,45	64,72	41,71	21,35	18,56	
5,95	8,65	9,31	69,43	43,49	22	18,9	
6	8,78	9,47	70,41	43,99	22,05	19,13	
6,09	8,95	10,49	70,83	45,44	22,25	20,11	
6,09	9	11,52	74,48	46,7	23,46	21,6	
6,19	9,48	11,58	74,87	49,94	23,94	22,18	
6,31	9,64	11,77	79,12	51,26	23,99	22,8	
6,39	9,88	12,35	80,14	53,27	24,82	23,92	
6,78	10,3	12,83	81,34	54,5	25,74	23,95	
6,87	10,4	12,87	88,64	56,01	25,9	24,28	
7,04	11,04	12,92	94,27	56,23	25,96	24,46	
7,18	11,24	13,37	96,3	56,61	26,61	24,79	
7,29	11,33	13,57	99,25	57,1	27,04	24,85	
7,35	11,98	14,04	100,69	57,22	28,04	25	
7,56	12,05	14,25	100,69	58,26	28,11	25,08	

Continua...

...Continuação

7,58	12,7	14,45	102,7	58,32	28,52	26,2	
7,61	12,7	14,6	103,14	59,44	29,2	26,34	
7,61	13,23	14,72	103,77	60,47	29,37	26,89	
7,76	13,26	15,45	107,65	60,92	29,41	27,65	
7,79	13,44	15,67	113,46	61,11	30,48	27,69	
7,84	13,57	15,75	120,99	61,86	31,7	27,94	
8,35	13,62	16,15		63,63	32,18	27,96	
8,53	13,97	16,15		64,13	32,81	28,84	
8,59	14,09	16,3		64,62	33,07	31,23	
8,7	14,37	16,51		64,94	34,3	36,96	
8,71	14,76	16,55		65,67	36,15	37,48	
8,79	15,17	16,91		65,79	36,33	38,64	
8,89	15,94	16,95		66,29	37,37		
9,03	16,06	17,27		67,72	37,39		
9,05	16,96	17,61		68,1	38,8		
9,13	17,63	17,99		69,66	39,33		
9,17		18,51		69,96	39,4		
9,72		18,57		70,36	39,59		
9,73		18,9		71,66	43,74		
9,93		19,41		75,44	45,8		
9,95		20,12		77,62	46,79		
9,99		20,94		80,9	47,15		
10,49		21,04		82,31	51,6		
10,57		21,06		87,36	56,2		
10,77		21,77		104,2	61,31		
10,79		21,95		105,02	61,74		
10,83		22,15		112,06	63,37		
11,18		22,65		122,41	68,1		
11,47		22,79		127,66	68,98		
11,64		22,79					
11,88		23,92					
12,16		27,06					
12,52							
12,7							
13,63							
18,42							
Blocky psilate				Conical			
Bignoniaceae <i>Begonia</i>	Apocynaceae <i>Aspidospermum olivaceum</i>	Myrtaceae <i>Psidium</i>	Myrtaceae	Selaginellaceae Selaginella macrostachya	Cyperaceae Pleurostachys distichophylla	Cyperaceae Pleurostachys urvillei	
6,47	4,52	7,09	5,01	0,79	3,74	3,88	
10,69	5,36	7,89	5,4	1,41	4,79	5,12	
10,78	5,91	8,52	5,87	1,49	4,94	5,17	

Continua...

...Continuação

11,87	6,09	8,61	6,36	1,49	5,94	5,34	
12,01	6,15	9,1	6,54	1,5	6	5,36	
12,07	6,25	9,13	6,56	1,62	6,01	5,37	
14,39	6,28	9,55	6,58	1,8	6,36	5,44	
15,39	6,95	9,96	6,94	1,85	6,39	5,52	
15,55	7,1	10,15	7,19	1,89	6,48	5,58	
15,96	7,11	10,45	7,48	1,9	6,5	5,58	
16,89	7,12	10,99	7,52	2,07	6,63	5,63	
17,01	7,73	11,07	7,7	2,15	6,65	5,65	
17,29	7,78	11,2	7,7	2,3	6,66	5,65	
17,72	7,83	11,27	7,78	2,34	6,7	5,69	
17,84	8,06	11,93	7,92	2,37	6,75	5,87	
18,42	8,09	12,08	8,06	2,37	6,82	5,87	
18,77	8,14	12,78	8,11	2,37	6,83	5,91	
19,25	8,38	12,92	8,12	2,53	6,91	6,09	
20,36	8,49	13,31	8,52	2,59	7,05	6,13	
20,88	8,52	13,56	8,55	2,68	7,24	6,14	
22,19	8,58	13,99	9,06	2,7	7,27	6,18	
22,76	8,69	14,02	9,29	2,7	7,32	6,28	
23,76	8,97	14,34	9,31	2,76	7,35	6,28	
24,16	9,05	14,42	9,32	2,79	7,38	6,47	
24,79	9,06	14,42	9,58	2,84	7,41	6,47	
25,08	9,17	14,67	9,68	2,84	7,41	6,57	
25,18	9,33	15,07	9,73	2,86	7,46	6,79	
27,13	9,37	15,08	9,78	2,91	7,48	6,83	
27,97	9,49	15,17	9,85	2,91	7,58	6,92	
28,29	9,53	15,62	10,12	2,91	7,6	7,01	
28,29	9,65	15,62	10,53	3	7,98	7,03	
30,19	9,68	16,1	10,75	3	8,23	7,06	
36,97	10,02	16,44	10,87	3,14	8,23	7,07	
38,8	10,6	16,44	11,09	3,15	8,26	7,18	
44,05	10,98	16,64	11,12	3,16	8,33	7,43	
	11,05	16,8	11,25	3,17	8,36	7,48	
	11,08	17,09	12,24	3,31	8,37	7,79	
	11,13	17,59	12,37	3,41	8,4	7,83	
	11,36	17,79	12,7	3,41	8,71	7,93	
	11,49	18,14	12,93	3,47	8,82	7,96	
	11,52	19,01	12,94	3,49	9,01	8	
	11,8	19,17	13,7	3,54	9,04	8,06	
	11,98	19,74	13,83	3,54	9,12	8,11	
	12	19,75	14,53	3,56	9,48	8,36	
	12,24	20,4	14,61	4,11	9,94	8,5	
	12,44	20,57	15,87	4,17	9,95	8,53	
	12,49	21,13	16,18	4,24	9,97	8,7	
	12,92	21,23	16,52	4,26	10,11	8,7	

Continua...

...Continuação

	13,21	21,25	17,08	4,51	10,83	8,82	
	13,32	21,27	18,79	4,74	11,23	9,05	
	13,63	22,14	19,04	4,76	11,64	9,59	
	13,72	22,64	19,27	4,77	11,9	9,67	
	14,39	22,65	19,72	4,87	12,16	10,25	
	14,61	22,79		5,23	14,61	10,47	
	15,12	22,98		7,61	16,76	11,11	
	15,13	23,29					
	15,17	24,41					
	15,37	24,45					
	15,51	24,61					
	15,62	26,19					
	16	31,38					
	18,49	32,42					
	19,78	32,97					
		35,25					
Cross			Saddle			Spheroid ornate	
Poaceae <i>Paspalum</i>	Poaceae <i>Parodiolyra micrantha</i>	Poaceae <i>Parodiolyra micrantha</i>	Poaceae <i>Paspalum</i>	Poaceae <i>Merostachys sp</i>	Poaceae <i>Chusquea sp</i>	Melastomataceae <i>Miconia cabucu</i>	Cyatheaceae <i>Cyathea atrovirens</i>
5,74	8,14	6,03	7,05	8,28	6,81	2,2	3,8
6,13	10,31	8,1	7,13	8,43	10,37	2,54	4,12
6,16	12,6	11,86	7,14	8,69	10,72	2,72	4,92
6,41	13,13	11,91	7,42	8,9	11,64	2,82	4,92
6,96	13,27	12,44	7,55	9,32	11,67	3,24	4,98
7,39	13,77	13,54	7,58	9,75	11,71	3,36	4,98
7,42	13,87	13,72	8,38	9,81	12,24	3,6	5,08
7,48	14,14	13,8	8,89	9,82	12,49	3,78	5,08
7,74	15,4	14,05	9,03	9,84	12,72	4	5,36
7,82	15,64	14,14	9,39	10,38	13,05	4,1	5,36
8,49	15,78	14,27	9,64	10,47	13,13	4,2	5,8
8,53	15,9	14,41	9,82	10,61	13,6	4,2	5,86
8,59	15,93	14,47	9,98	10,66	13,63	4,24	5,96
8,76	15,96	14,86	10,3	10,9	13,66	4,24	6,06
8,81	15,97	15,14	10,53	11,04	13,72	4,3	6,06
8,84	16,22	15,15	10,6	11,27	14,19	4,3	6,22
9,15	16,26	15,26	10,93	11,38	14,35	4,38	6,48
9,28	16,3	15,53	11,74	11,44	14,67	4,8	6,56
9,48	16,34	15,56	13,13	11,5	14,73	4,8	6,64
10,16	16,5	15,57	14,62	11,57	14,77	4,82	6,68
10,18	16,56	15,65		11,68	14,97	5,08	6,7

Continua...

...Continuação

10,58	16,72	15,91		11,76	15,1	5,08	8,04
10,72	16,74	15,91		11,99	15,15	5,14	
10,86	16,74	16,18		12,01	15,2	5,18	
11,64	17,08	16,28		12,05	15,3	5,18	
11,99	17,19	16,32		12,16	15,31	5,38	
12	17,23	16,45		12,17	15,38	5,42	
12,92	17,35	16,45		12,45	15,62	5,44	
13,33	17,45	16,78		12,56	15,81	5,5	
14,14	17,64	16,84		12,65	15,95	5,52	
	18	16,94		12,93	15,97	5,58	
	18,12	17,56		13,28	16	5,58	
	18,25	17,56		13,49	16,19	5,62	
	18,31	17,87		13,5	16,25	5,68	
	18,51	18,08		13,62	16,34	6,02	
	18,68	18,18		13,64	16,42	6,06	
	18,82	18,36		13,96	16,61	6,5	
	18,94	18,64		13,97	16,73	6,64	
	19,06	18,68		14,13	16,8	6,78	
	19,2	18,72		14,38	16,83	6,98	
	19,2	19,12		14,88	17,59	7,06	
	19,24	19,34		14,88	17,76	7,08	
	19,48	20,71		15,51	17,76	7,2	
	19,81	20,84		15,55	17,83	7,2	
	19,86	20,85		15,77	17,94	7,36	
	19,95	20,9		16,01	18	7,6	
	20,15	20,9		16,07	18,1	7,8	
	20,35	21,16		16,12	18,16	8,46	
	20,58	21,23		16,26	18,29	8,5	
	21,14	21,34		16,36	18,44	10,68	
	22,01	22,32		16,38	18,57	11,98	
	22,24	22,89		16,78	18,82	13,86	
	23,84	25,5			18,86		
	24,27	33,33			19,39		
	28,43				19,39		
					19,71		
					21,61		
					21,68		
					21,89		
					22,3		
					23,81		

Continua...

...Continuação

Jig-saw epidermic cell							
Annonaceae	Annonaceae <i>Guatteria</i>	Annonaceae <i>Guatteria australis</i>	Asteraceae <i>Adenostemma brasiliense</i>	Cyatheaceae <i>Cyathea corcovadensis</i>	Fabaceae <i>Phanera</i>	Myrtaceae <i>Myrcia</i>	
9,88	9,34	10,92	8,55	14,13	12,65	15,88	
11,38	14,38	11,17	9,63	14,48	12,72	16,73	
11,57	16,09	11,23	11,42	14,99	12,96	17,61	
11,83	16,36	11,89	11,54	16,19	13,41	17,64	
11,92	16,45	12,38	11,82	16,49	13,41	17,75	
12,4	16,97	13,41	11,87	16,59	15,62	20,27	
12,78	18,16	13,44	11,99	18,79	15,67	20,44	
13,94	18,96	13,61	12,56	19,13	15,93	20,67	
14,04	19,06	14	12,63	19,92	16,37	21,05	
14,51	19,11	14,51	12,86	20,53	16,42	21,1	
14,75	20,05	14,88	12,92	20,62	16,56	22,42	
15,32	20,51	15,41	13,18	20,92	16,67	23,17	
15,59	20,51	15,44	13,72	21,08	16,8	23,43	
16,43	20,55	15,45	13,95	21,31	16,9	23,57	
17,46	20,7	15,52	14,21	22,61	17,09	24,44	
17,67	20,83	15,59	14,22	22,72	17,14	24,7	
17,91	21,03	15,88	14,22	24,04	17,34	25,35	
18,33	21,16	16,1	14,28	24,77	17,35	27,1	
18,71	21,51	16,18	14,46	25,16	18,57	27,92	
18,84	21,62	16,23	14,58	25,25	18,79	27,93	
18,86	21,68	16,59	14,66	26,74	18,85	28,09	
19,13	21,8	16,73	15,04	27,19	18,87	28,28	
19,51	21,92	17,16	15,17	27,51	19,32	28,29	
19,76	22,04	17,19	15,23	27,81	19,37	28,68	
20,11	22,29	17,39	15,41	28,72	19,43	28,78	
20,47	22,35	17,46	15,62	29,54	19,63	29,58	
20,52	22,98	17,56	15,62	31,88	20,25	30,05	
22,24	23	17,7	15,64	33,97	20,4	30,64	
22,27	23,05	18,55	16	34,26	20,95	30,9	
22,38	23,2	18,83	16,03	34,67	21,14	31,13	
23,69	23,59	18,85	16,6	35,89	21,86	31,25	
23,83	23,66	18,86	17,27	35,95	22,25	31,48	
25,03	23,95	18,93	17,77	36,47	22,41	31,74	
26,42	24,02	19,07	18,64	36,67	22,9	32,32	
27,29	24,04	19,81	18,94	36,98	23,04	33,91	
27,36	24,12	19,9	19,66	37,37	23,91	34,16	
27,46	24,34	20,19	20,01	39,29	24,23	34,74	
28,15	24,5	20,22	20,05	40,01	24,38	35,74	
28,3	24,62	20,27	20,11	44,65	24,76	37,45	

Continua...

...Continuação

29,04	25,34	20,32	21	47,92	24,76	37,86	
29,08	25,38	20,67	21,65	49,78	24,83	37,91	
29,11	25,42	21,22	21,73	50,03	25,46	39,21	
29,14	25,56	21,97	22,21	52,09	25,46	39,46	
30,27	25,62	22,3	25,51	52,1	26,27	39,71	
31,28	25,75	22,53	25,86	52,57	26,33	41,97	
33,07	26,69	23,09	27,87	52,94	26,66	42,87	
33,43	26,92	23,29	27,99	57,82	26,79	43,38	
33,53	26,94	23,36	28,16	58,34	26,86	44,91	
33,59	27,36	23,6	29,84	60,27	27	45,08	
34,95	28,24	24,15	32,15	69,2	29,63	48,1	
35,87	28,25	29,12	41,94	70,65	32	48,3	
37,21	28,36	29,26			40,79	50,01	
41,71	29,57	32,41				50,53	
42,71	29,97	33,16				52,91	
	30,44	33,83				53,35	
	30,93	43,17				54,97	
	31,34					62,12	
	31,45						
	32,09						
	32,46						
Polygonal epidermic cell							
Chrysobalanaceae Hirtella hebeclada	Moraceae Sorocea bonplandii	Rubiaceae Amaioua intermedia	Chrysobalanaceae Parinari	Piperaceae Piper	Fabaceae Inga sessilis	Myrtaceae Eugenia	Rutaceae Esenbeckia grandiflora
73,34	7,05	1,62	6,41	4,26	9,03	2,21	5,4
74,82	7,05	4,9	7,61	4,73	9,49	4,1	8,36
80,77	7,09	5,93	8,09	5,36	9,62	4,13	13,57
81,27	7,1	6,78	8,33	5,37	10,09	4,26	14,24
82,75	7,41	7,31	8,57	5,43	12,1	4,52	14,6
82,75	7,5	7,64	8,79	5,66	12,42	4,73	15,32
90,68	7,58	7,74	8,86	5,74	12,65	5,54	15,95
91,18	7,63	7,96	9,28	6,33	12,78	5,56	16,34
92,17	7,7	8,03	9,7	6,36	12,93	5,59	16,54
97,12	8,14	8,15	10,57	6,36	13,15	5,68	16,72
97,12	8,3	8,15	10,64	6,44	13,44	5,69	17,71
100,09	8,5	8,38	11,23	6,72	13,96	5,84	17,96
100,59	8,76	8,4	11,36	6,75	14,33	5,84	18,07
103,07	8,85	8,41	11,38	6,8	14,45	5,87	18,22
104,55	9,68	8,42	11,46	6,87	15,25	5,87	18,5
105,05	9,77	8,45	11,63	7,24	15,57	6	18,96
105,55	9,79	8,45	11,82	7,39	15,67	6,5	19,46
106,54	9,94	8,54	12,32	7,48	15,74	6,74	19,86

Continua...

...Continuação

108,02	10,15	8,79	12,4	7,59	15,82	6,77	20,89
110,01	10,16	8,82	12,71	7,61	15,95	6,78	21,42
111	10,24	9,05	12,72	7,71	16,29	6,78	21,61
111,99	10,28	9,18	12,78	7,83	16,41	6,79	21,83
112,48	10,28	9,62	12,89	7,97	16,47	6,81	22,04
112,98	10,28	9,67	13,7	8,11	16,7	6,94	22,89
115,95	10,37	9,7	13,79	8,3	16,78	6,97	24,14
116,45	10,41	9,72	13,88	8,36	17,16	7,13	24,59
116,94	10,58	9,95	14,01	8,36	17,22	7,31	25,78
116,94	10,64	9,98	14,12	8,36	17,29	7,34	25,86
117,93	10,64	9,99	14,37	8,38	17,36	7,39	26,32
119,42	10,68	10	14,5	8,59	17,89	7,41	26,34
120,41	10,82	10,1	14,7	8,63	18,29	7,52	26,35
120,41	11,14	10,21	14,82	8,64	18,52	7,59	26,69
120,91	11,18	10,43	14,95	8,71	18,75	7,64	27,17
121,4	11,23	10,46	15,64	8,73	18,98	7,77	27,46
121,9	11,36	10,65	15,8	8,79	19,13	7,79	27,71
121,9	11,47	10,82	15,86	9,06	19,31	7,89	28,96
122,89	11,52	11,29	16,32	9,23	19,45	7,89	29,63
122,89	11,57	11,34	16,72	9,39	19,55	7,91	29,68
125,86	11,77	11,5	17,33	9,49	19,76	8,2	30,23
126,36	11,79	11,6	17,44	9,53	20,13	8,23	31,21
126,36	11,86	11,65	17,51	9,82	20,16	8,26	31,33
134,29	11,91	11,72	17,58	9,96	20,22	8,85	31,36
135,28	11,98	11,93	18,41	10,03	21,39	8,88	31,57
136,27	12	11,96	18,46	10,28	21,59	9,07	31,96
136,76	12,05	12	18,59	10,66	22,3	9,39	32,86
139,74	12,22	12,13	18,69	12,2	22,9	9,43	33,69
142,71	12,37	12,22	19,01	12,42	23,11	10,11	33,91
144,69	12,47	13,28	19,26	12,6	23,73	10,73	35,44
150,14	12,93	13,5	19,51	12,85	25,81	10,73	36,03
151,13	13,11	13,57	19,55	12,97	26,71	10,85	36,37
	13,19		20,82	13,66	28,17	14,68	40,36
	13,26			14,69	30	18,16	46,92
	13,52			14,89		19,27	62,44
	13,55			15,12		19,4	
	13,75			17,24		19,84	
	14,06			17,64		20,67	
	14,13			17,75		22,04	
	14,28			17,93		23,06	
	14,45			18,58			
	14,47			20,53			
	15,59			22			
	16,53			23,03			
	18,9			23,61			

Continua...

...Continuação

				23,65			
				25,91			
				29,24			
				35,43			
Polygonal epidermic cell				Spheroid echinate			
Elaeocarpaceae <i>Sloanea</i>	Monimiaceae <i>Mollinedia</i>	Annonaceae <i>Annona dolabripetala</i>	Asteraceae <i>Piptocarpha</i>	Areaceae e <i>Bactris</i>	Areaceae e <i>Euterpe edulis</i>	Areaceae <i>Geonoma schottiana</i>	
8,42	6,09	6,77	3,33	2,72	2,28	3,36	
10,28	7,36	7,28	4,02	3,1	2,54	3,36	
10,67	7,73	7,63	4,52	3,16	3,12	4,04	
11,33	8,04	8,09	5,22	3,36	3,36	4,1	
11,78	8,38	9,1	5,3	3,52	3,36	4,24	
12,42	8,4	9,37	5,62	3,52	3,36	4,6	
13,61	8,48	9,53	6,47	3,7	3,42	4,68	
13,72	9,29	10,03	6,63	3,9	3,52	4,8	
14,22	9,39	10,61	6,71	3,96	3,52	4,82	
14,58	9,88	10,71	6,78	3,96	3,56	4,82	
14,84	10,17	11,83	7,41	4	3,8	4,98	
15,13	10,42	11,93	7,83	4,04	3,8	5,08	
15,3	10,73	11,96	8,48	4,04	3,8	5,26	
15,67	11,04	12,56	8,68	4,1	3,82	5,42	
15,81	11,08	12,67	8,69	4,1	3,96	5,64	
16,2	11,29	13,17	9,47	4,12	4	5,68	
16,47	11,49	13,36	9,98	4,2	4,04	5,68	
16,88	11,63	13,64	10,1	4,24	4,24	5,68	
16,97	11,64	13,77	10,42	4,24	4,24	5,68	
17,37	11,71	14,61	10,59	4,24	4,3	5,8	
17,41	11,8	15,02	11,02	4,24	4,4	5,82	
17,42	12,16	15,2	11,53	4,38	4,48	5,82	
17,82	12,18	16,06	11,6	4,38	4,48	5,86	
18,18	12,33	16,26	12,09	4,38	4,52	5,86	
18,33	12,38	16,51	12,17	4,38	4,68	5,92	
18,44	12,49	16,93	12,24	4,48	4,74	5,96	
18,54	12,49	17,19	12,49	4,52	4,9	6,02	
18,65	12,5	17,35	12,49	4,52	4,92	6,06	
18,78	12,83	17,51	12,52	4,52	4,94	6,2	
18,9	12,91	18,18	12,54	4,52	4,94	6,24	
18,91	12,92	18,3	12,8	4,52	4,98	6,24	
19,01	12,97	18,68	12,97	4,54	5,14	6,34	
20,07	13,03	18,91	13,12	4,66	5,14	6,5	
20,82	13,17	19,4	13,43	4,66	5,18	6,64	

Continua...

...Continuação

20,85	13,21	19,64	13,5	4,66	5,18	6,64	
21,26	13,34	19,98	13,7	4,82	5,22	6,66	
21,71	13,58	20,76	13,77	4,82	5,52	6,7	
21,74	14,06	20,86	14,05	4,98	5,52	6,7	
21,99	14,13	20,97	14,06	4,98	5,58	6,74	
22,31	14,39	21,49	14,28	5,08	5,8	6,76	
22,44	14,72	21,64	14,46	5,08	5,86	6,78	
22,67	14,93	22,44	14,71	5,1	5,96	6,78	
22,69	15,21	23,09	14,77	5,1	5,96	6,8	
22,82	15,27	23,92	14,87	5,14	6,06	6,82	
22,98	15,38	24,43	14,87	5,18	6,1	6,82	
23,03	15,54	25,11	14,97	5,18	6,24	6,88	
23,11	17,5	25,4	14,97	5,38	6,7	6,94	
23,22	17,7	25,85	15,05	5,42	6,88	7,08	
23,38	18,78	26,67	15,47	5,5	8,4	7,16	
23,46	19,25	26,7	15,69	5,68	8,66	7,16	
25,62	20,15	27,37	15,92	5,8	8,66	7,2	
25,63	20,58	27,77	16,37	5,8	10,02	7,2	
25,77	20,86		16,53	5,86	11,74	7,2	
	21,16		16,55	5,96		7,26	
	21,33		16,58	6,02		7,36	
	21,53		16,65	6,22		7,4	
	22,29		19,23	6,38		7,44	
	22,95		21,79	7,34		7,52	
	24,46					7,62	
	24,61					7,62	
	25,11					7,62	
	33,3					7,82	
						7,9	
						7,9	
						8,14	
						8,14	
						8,22	
						8,26	
						8,28	
						8,32	
						8,34	
						8,9	
						9,08	
						9,28	
						9,32	
						9,48	
						9,86	
						9,88	
						9,9	

Continua...

...Continuação

						11,44	
Spheroid cavate							
Piperacea e <i>Piper pseudopot hifolium</i>	Smilac aceae <i>Smilax</i>	Salicace ae <i>Casearia sylvestris</i>	Lauracea e <i>Ocotea</i>	Lamiace ae <i>Aegiphila integrifolia</i>			
3,86	3,16	3,6	2,98	3,42			
4	3,42	3,8	4,3	3,6			
4,68	4,12	3,86	6,68	3,86			
5,68	4,24	4,52	6,76	3,96			
5,8	4,24	4,68	7,08	4,02			
5,86	4,24	4,74	8,48	4,04			
6,06	4,4	4,8	8,48	4,82			
6,26	4,46	4,92	8,62	5,18			
6,38	4,82	5,14	9,04	5,26			
6,7	5,42	5,22	9,16	5,26			
6,78	5,62	5,42	9,32	5,38			
7,08	5,8	5,64	9,38	5,42			
7,28	5,86	5,64	9,46	5,58			
7,36	6,02	5,68	10,3	6,02			
7,44	6,06	5,82	11,04	6,06			
7,5	6,12	6,06	11,6	6,06			
7,58	6,3	6,06	12,02	6,12			
7,58	6,5	6,12	12,28	6,22			
7,62	6,66	6,38	12,94	6,26			
7,74	6,66	6,5	13,22	6,38			
7,96	6,7	6,5	13,6	6,38			
7,96	7,62	6,7	16,18	6,64			
8,18	8,08	6,78	16,98	6,78			
8,28	8,34	7,2	17,5	6,92			
8,28	9,98	7,2	17,94	7			
8,34	11,04	7,58	18,14	7			
8,46		8,04	18,52	7,08			
8,5		8,18	18,54	7,16			
8,5		8,28	18,74	7,2			
8,58		8,4	19,18	7,4			
8,72		8,48	20,04	7,4			
8,72		8,5	20,14	7,6			
9,04		8,72	21,34	7,9			
9,32		8,76	21,7	7,96			
9,32		10,3	21,94	7,96			
9,36		10,34	25,56	8,04			
9,66		10,72	26,8	8,06			
10,1		11,38	28,58	8,06			
10,32		11,56	28,88	8,08			

Continua...

...Continuação

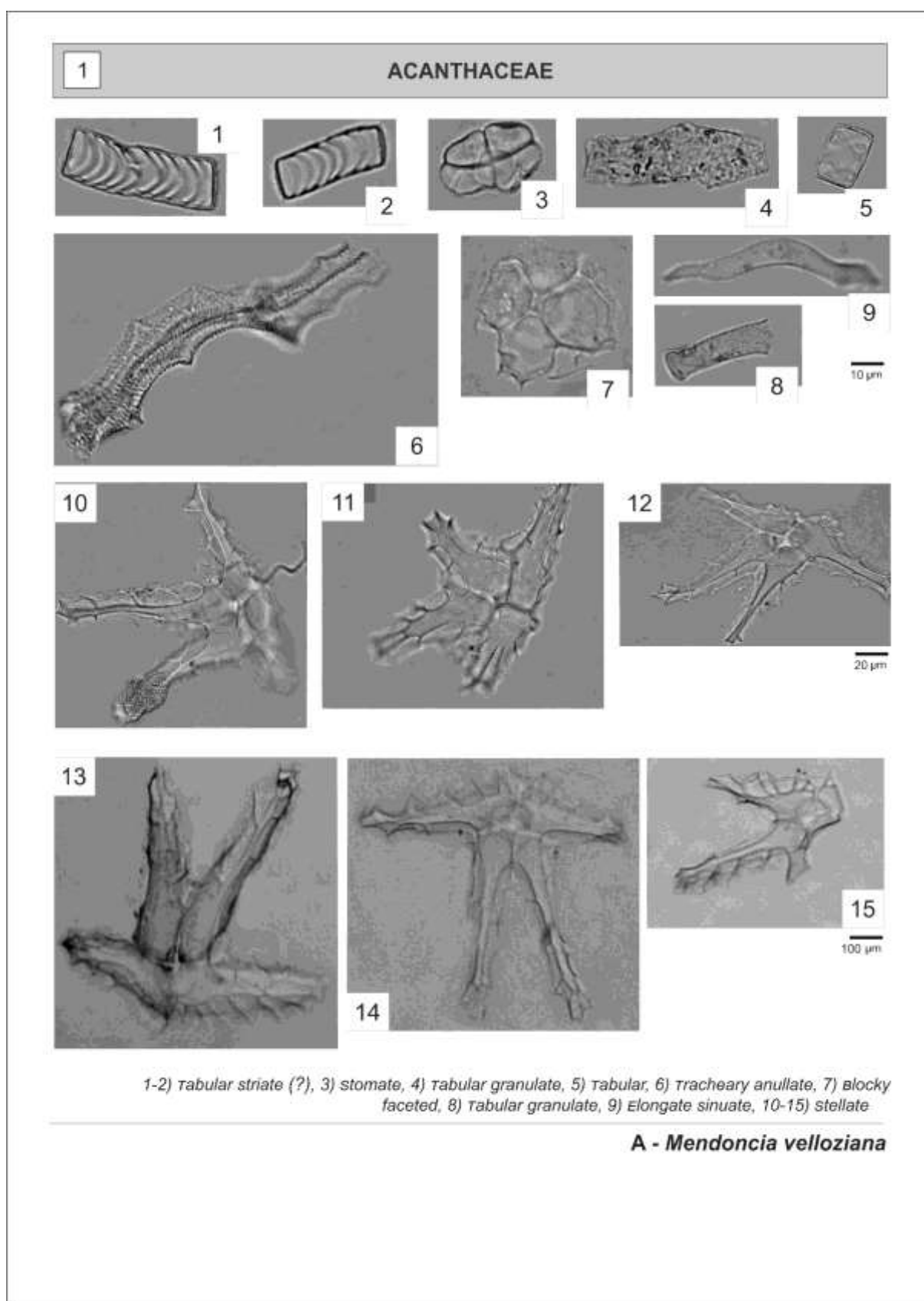
10,48		11,9	30,88	8,22			
10,6		12,72	31,5	8,5			
10,72		12,76	33,24	8,78			
11,04		13,2	33,54	9,72			
11,44		13,2	35,7	11,68			
11,86		14,08	35,72	12,26			
12,08		14,3	40,94	12,62			
12,5		15,1	41,8	13,48			
13,18		15,8	49,5	14,52			
16,82		15,96	54,18	14,62			
		19,56	55,8	15,86			
				17,7			
				18,1			
				19,22			

APÊNDICE 7. Dados brutos (morfometria)

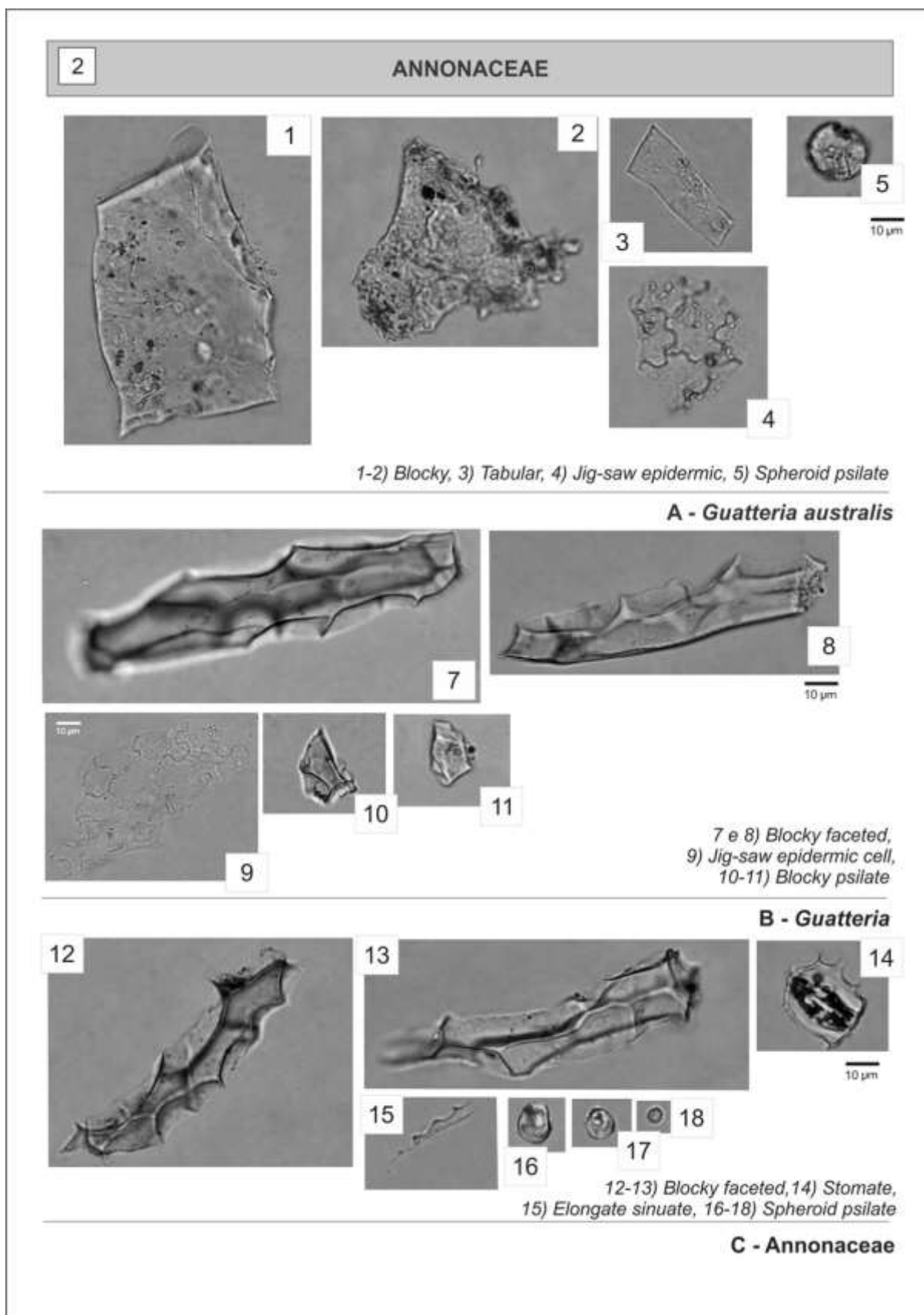
Horizontes/Ponto		Prof.	FIA (%)
Perfil	A	0-8cm	0,8885
	AB/BA	8-25cm	1,8389
	Bi	25-40cm	1,8676
	Bi/Cr	40-60cm	2,4340
	Cr	60-80cm	2,5918
Pontos da transeção	P1	0-5cm	1,7670
		5-10cm	1,9680
	P2	0-5cm	1,8668
		5-10cm	2,2099
	P3	0-5cm	1,6328
		5-10cm	1,5712
	P4	0-5cm	1,5054
		5-10cm	1,6154
	P5	0-5cm	1,7636
		5-10cm	1,8327

APÊNDICE 8. FIA extraída do solo

APÊNDICE 9.
COLEÇÃO DE REFERÊNCIA DE FITÓLITOS
MATA ATLÂNTICA
Floresta Ombrófila Densa Altomontana



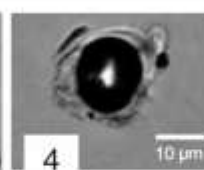
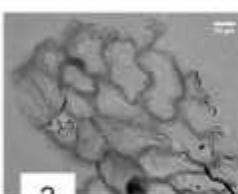
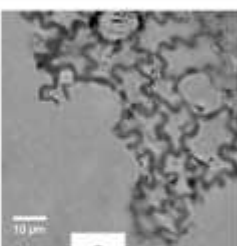
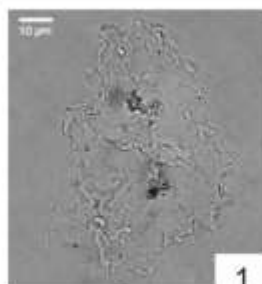
Prancha 1. Acanthaceae



Prancha 2. Annonaceae

2

ANNONACEAE



1

2

3

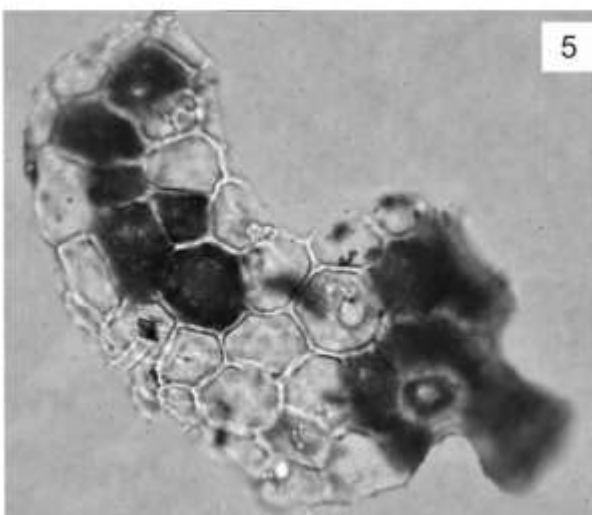
4

1 e 3) Polygonal epidermic cell, 2) Jig-saw epidermic cell, 4) Spheroid cavate

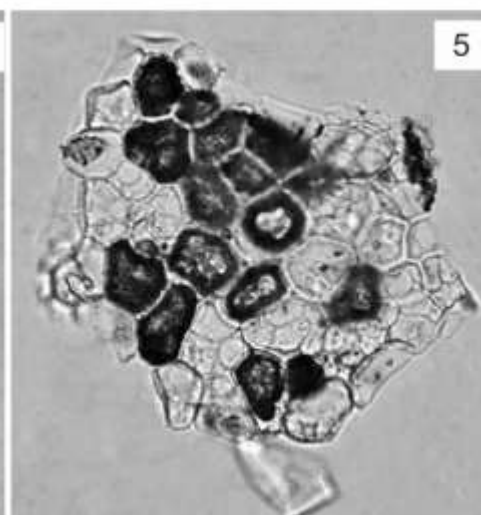
D - *Annona dolabripetala*

3

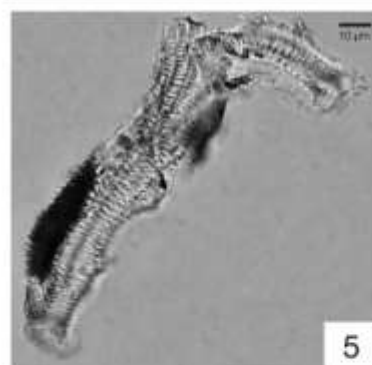
APOCYNACEAE



5



5



5



5

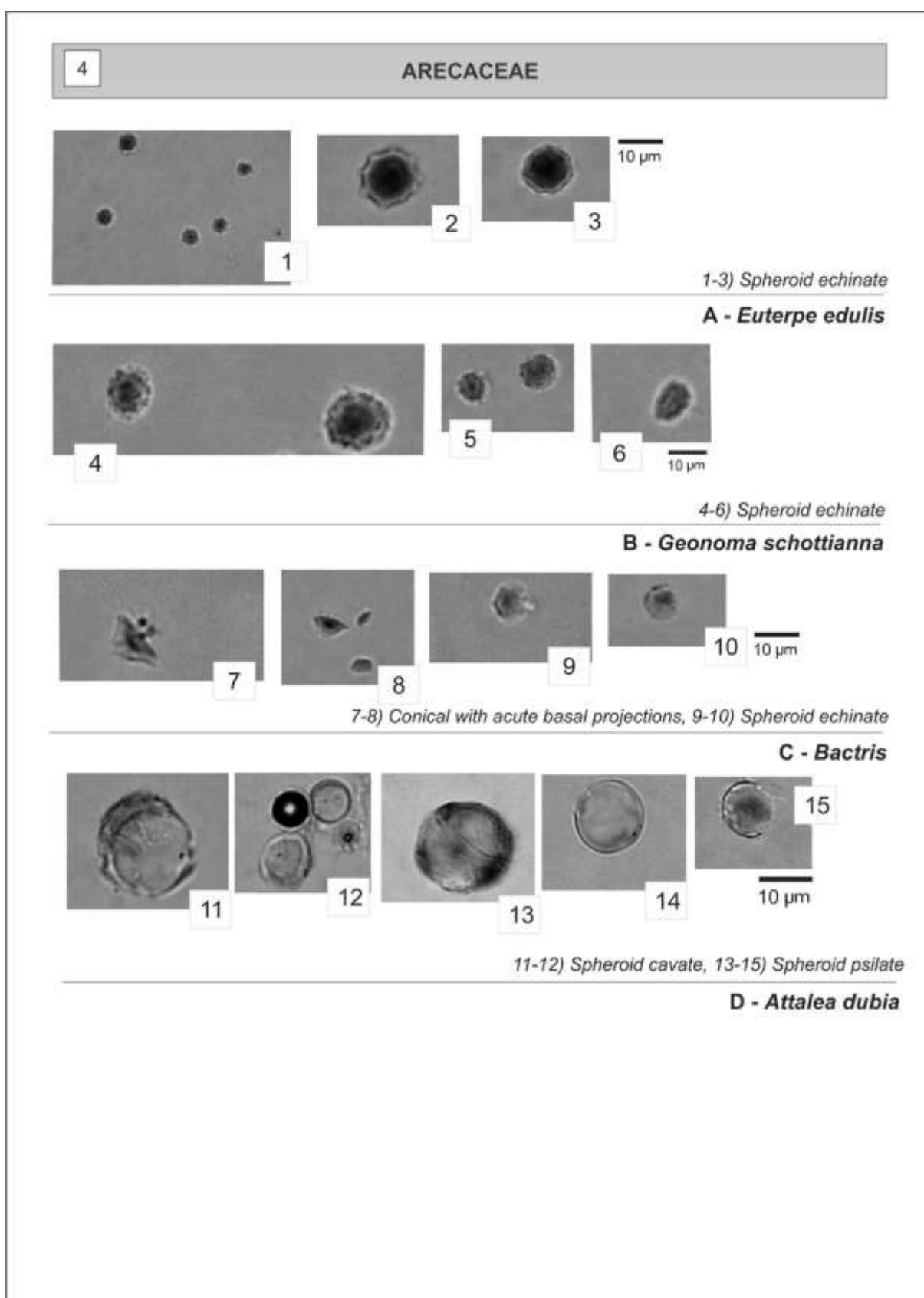


5

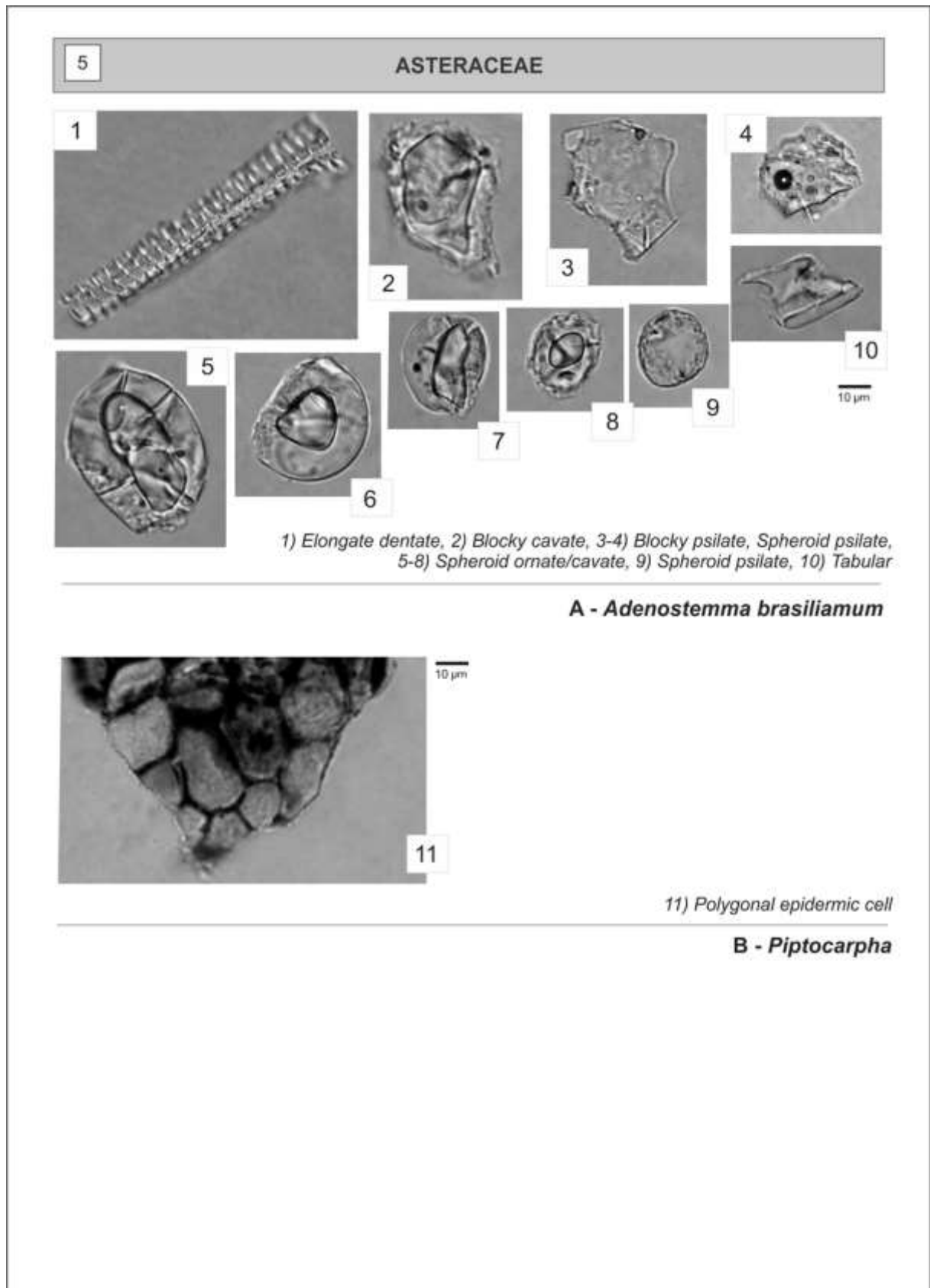
10 µm

1) Polygonal epidermic cell, 2) Blocky polygonal, 3) Tracheary anullate/helical, 4) Blocky, 5) Blocky cavate

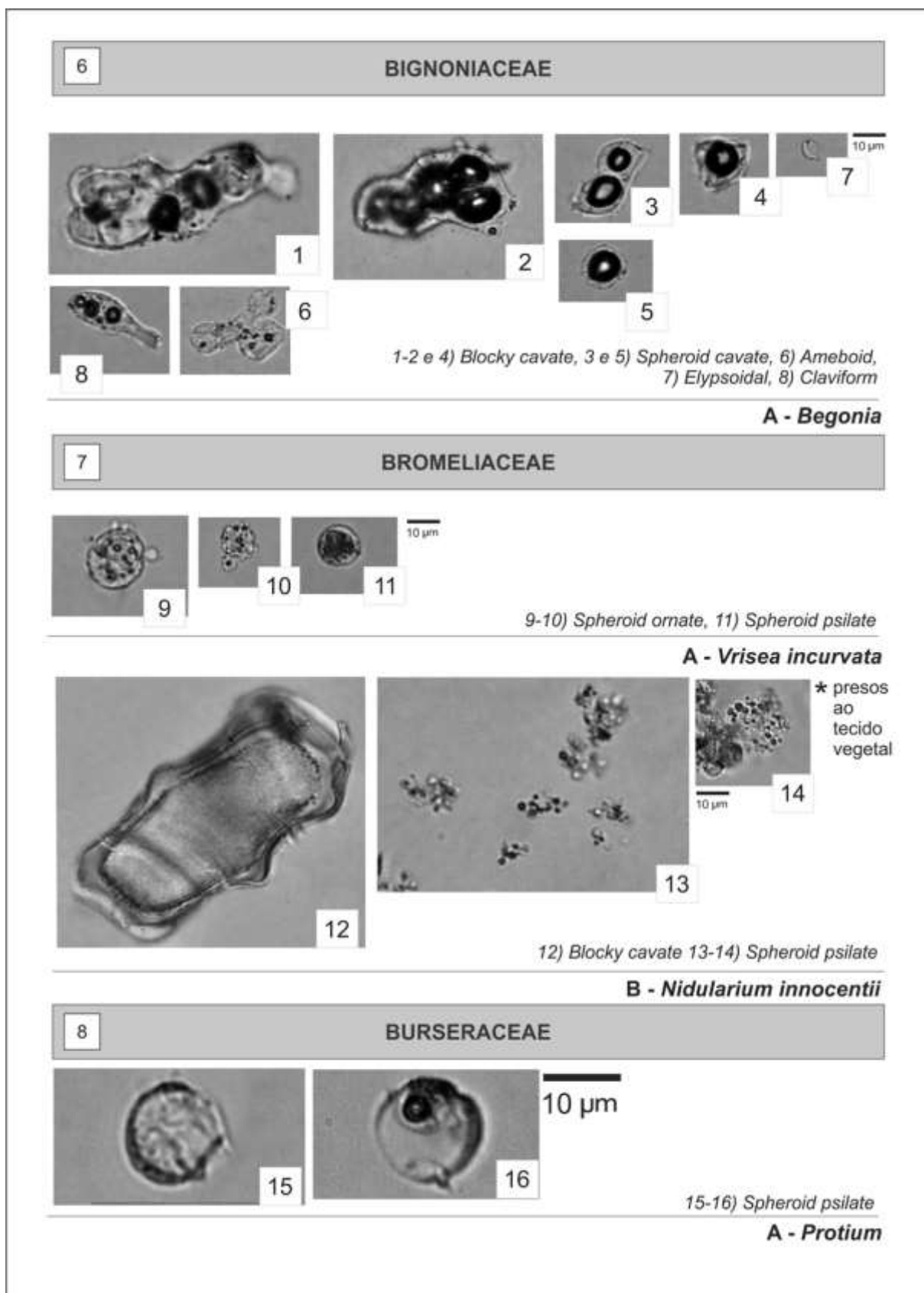
A - *Aspidosperma olivaceum*



Prancha 4. Arecaceae



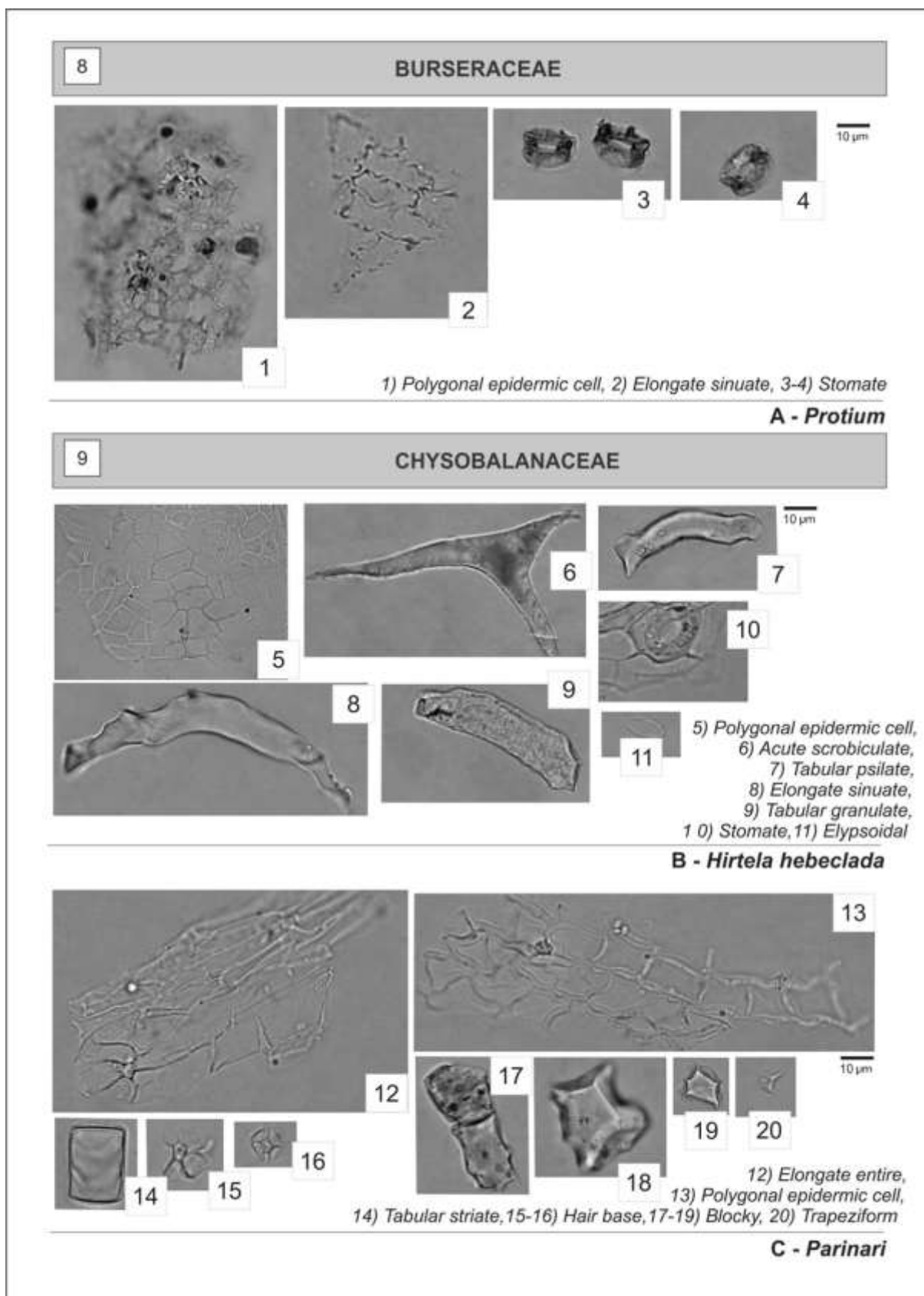
Prancha 5. Asteraceae



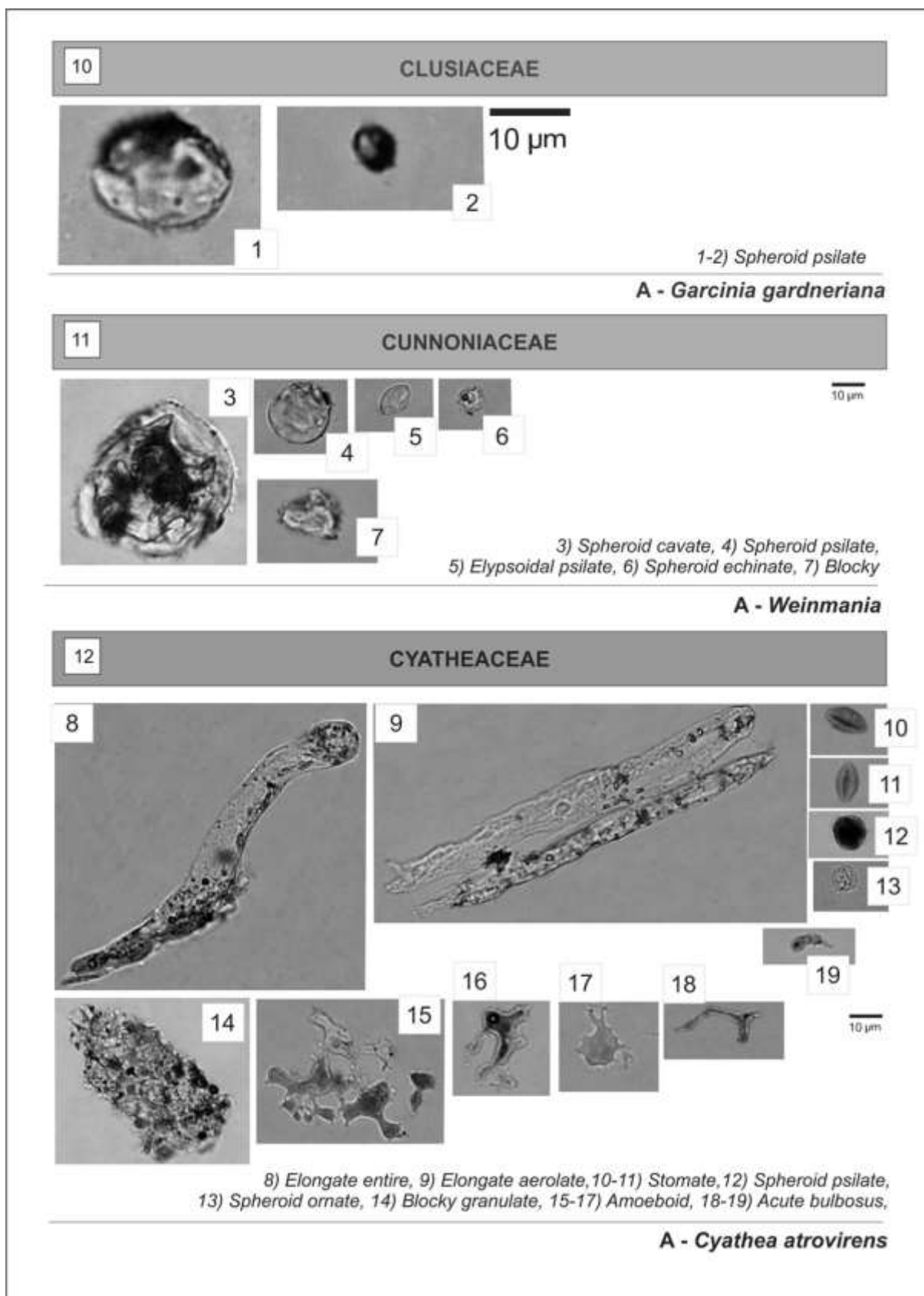
Prancha 6. Bignoniaceae

Prancha 7. Bromeliaceae

Prancha 8. Burseraceae



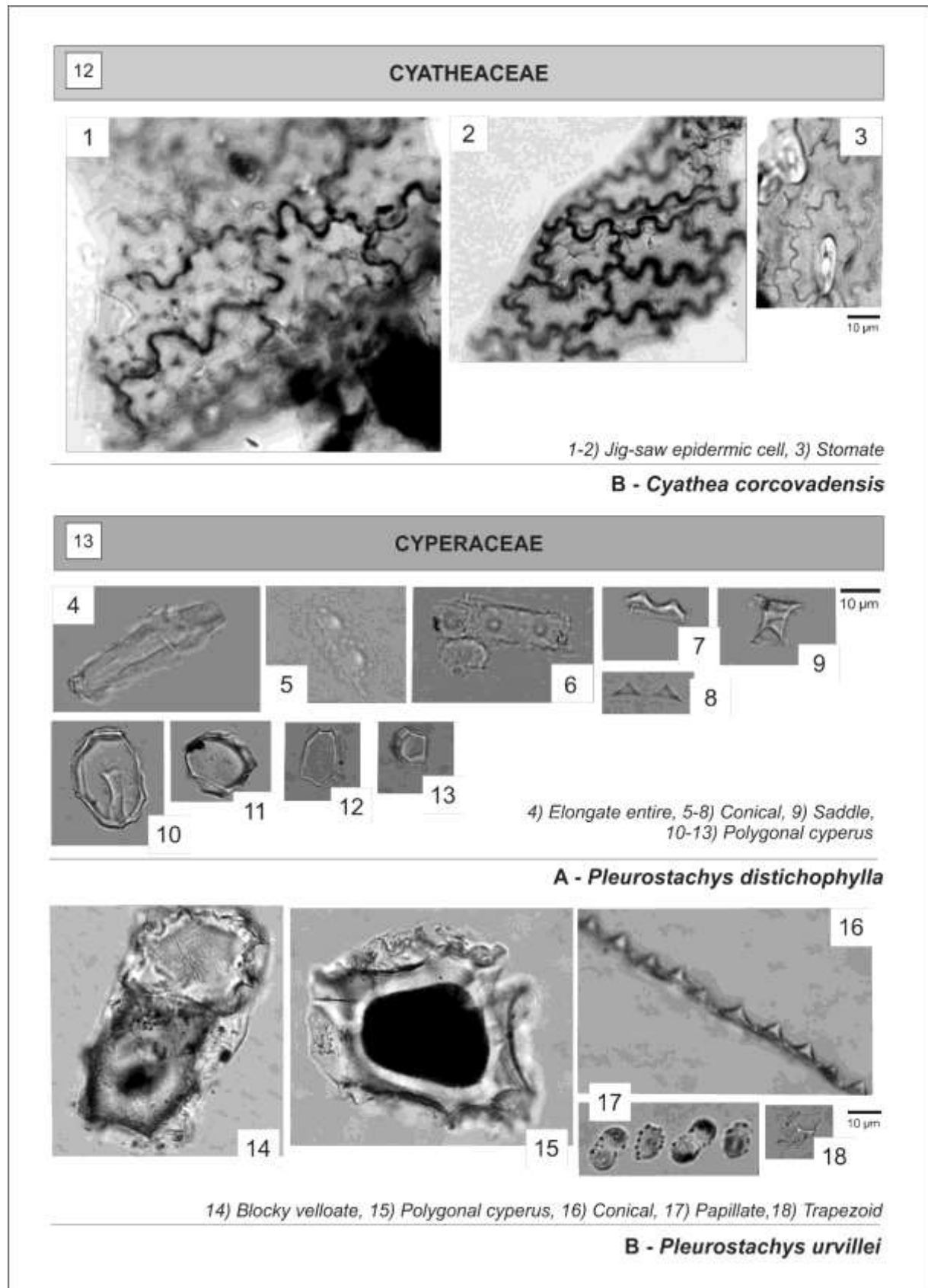
Prancha 9. Chrysobalanaceae



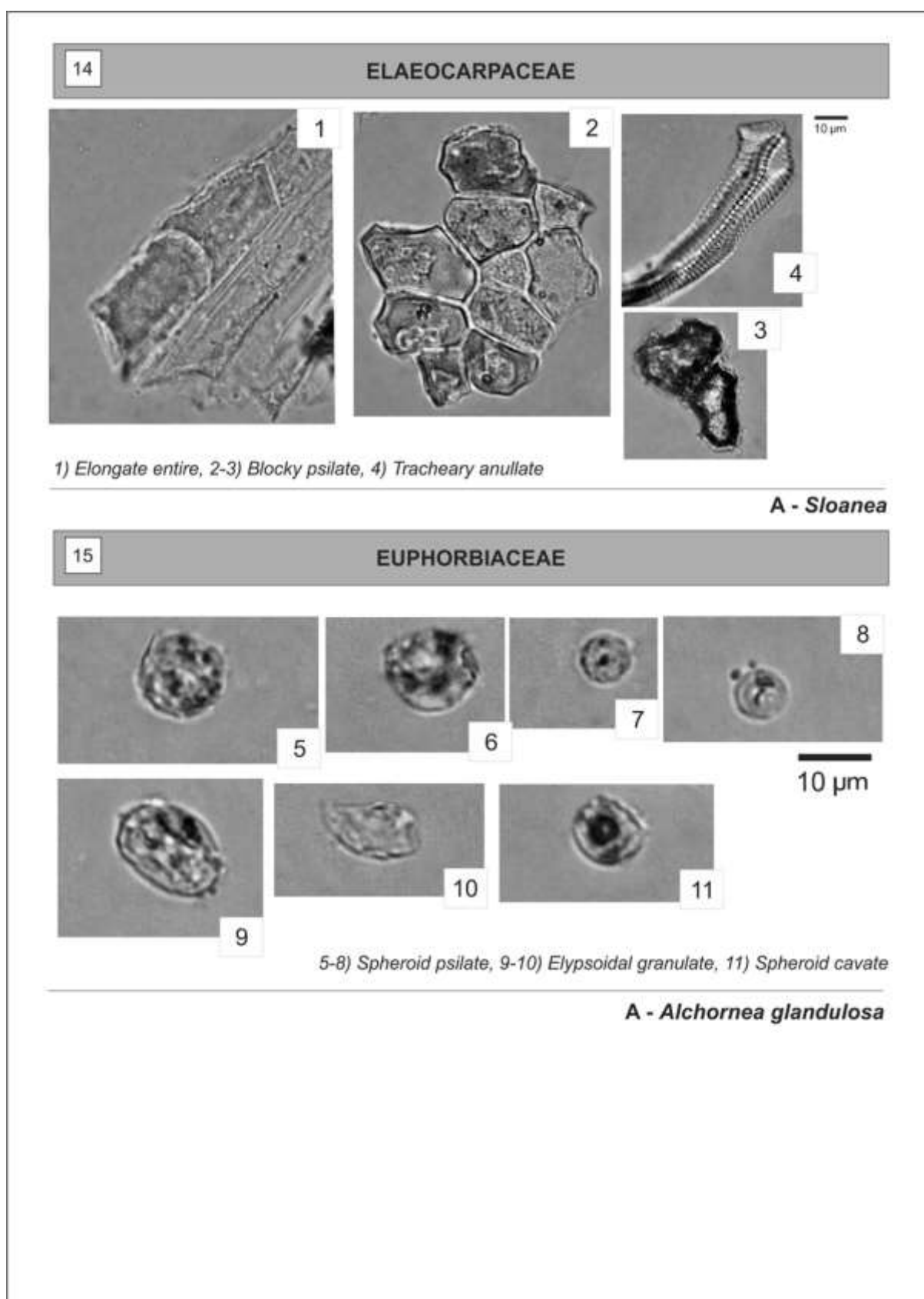
Prancha 10. Clusiaceae

Prancha 11. Cunnoniaceae

Prancha 12. Cyatheaceae

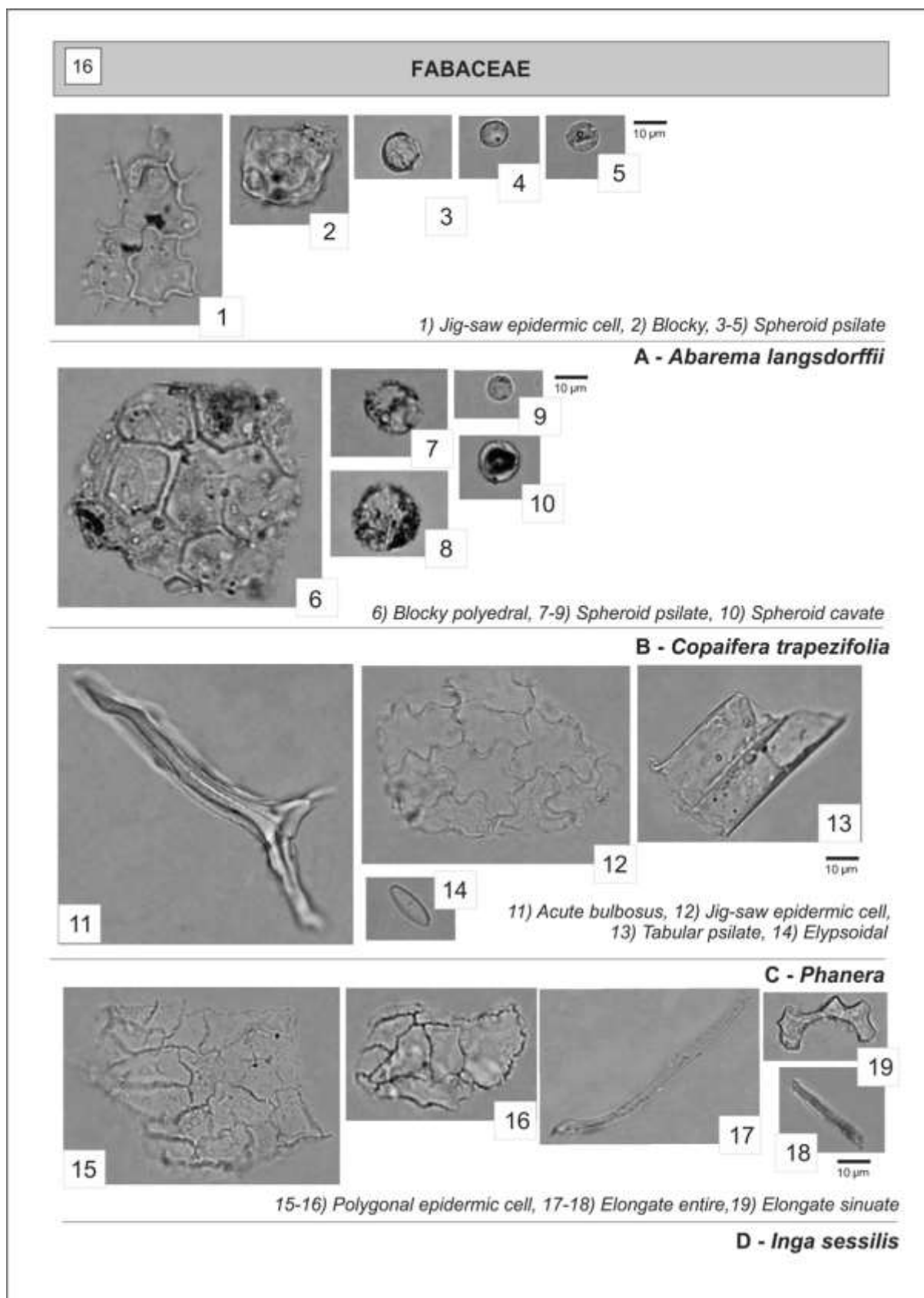


Prancha 13. Cyperaceae

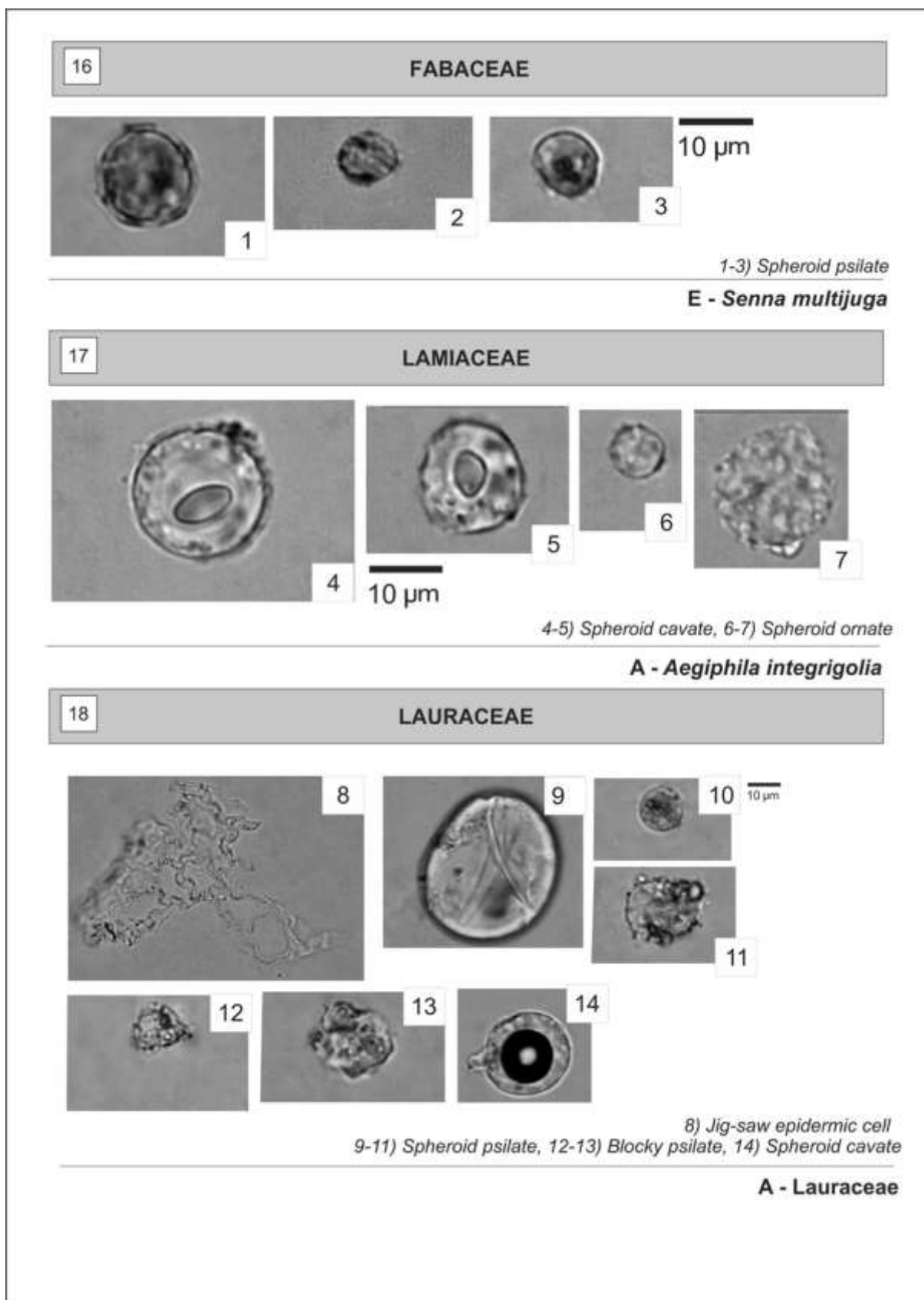


Prancha 14. Elaeocarpaceae

Prancha 15. Euphorbiaceae



Prancha 16. Fabaceae

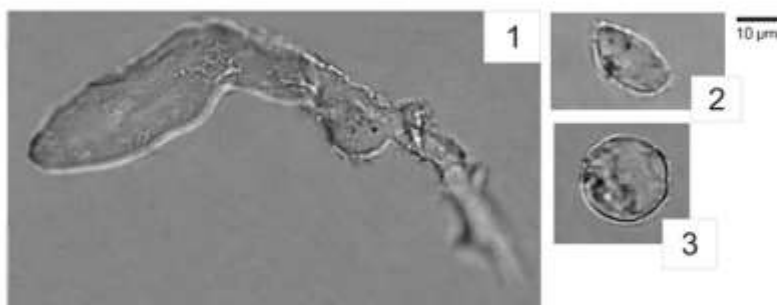


Prancha 17. Lamiaceae

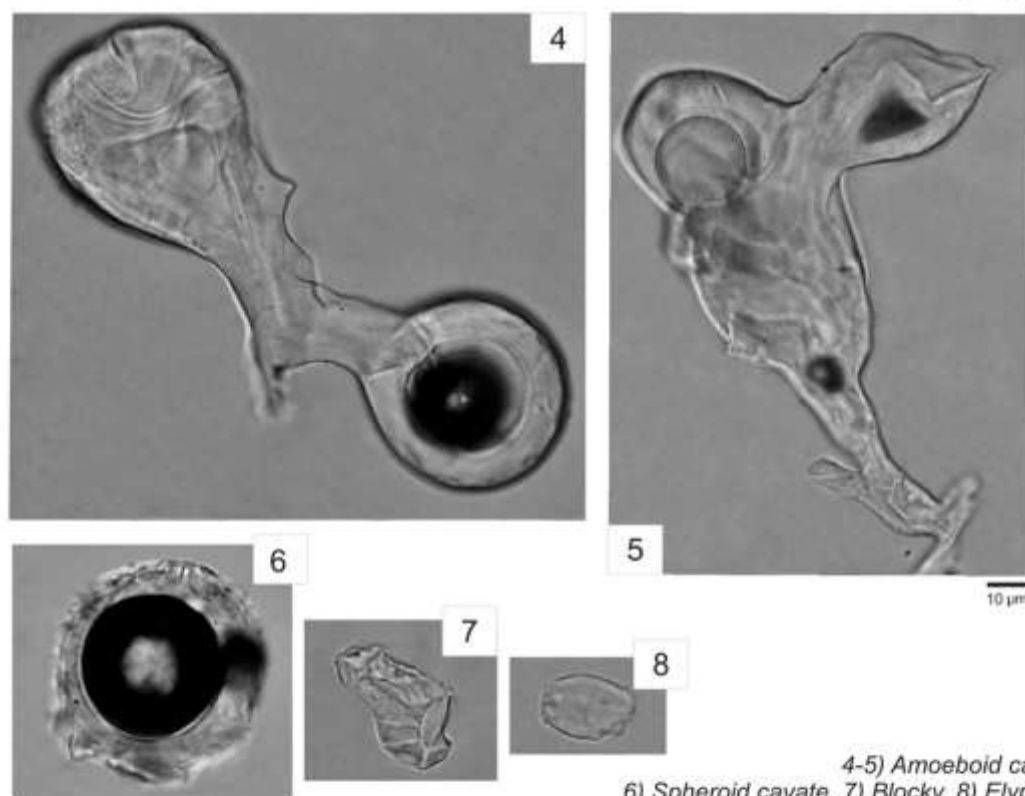
Prancha 18. Lauraceae

18

LAURACEAE



1) *Amoeboid brachiate*,
2) *Elypsoidal psilate*, 3) *Spheroid psilate*

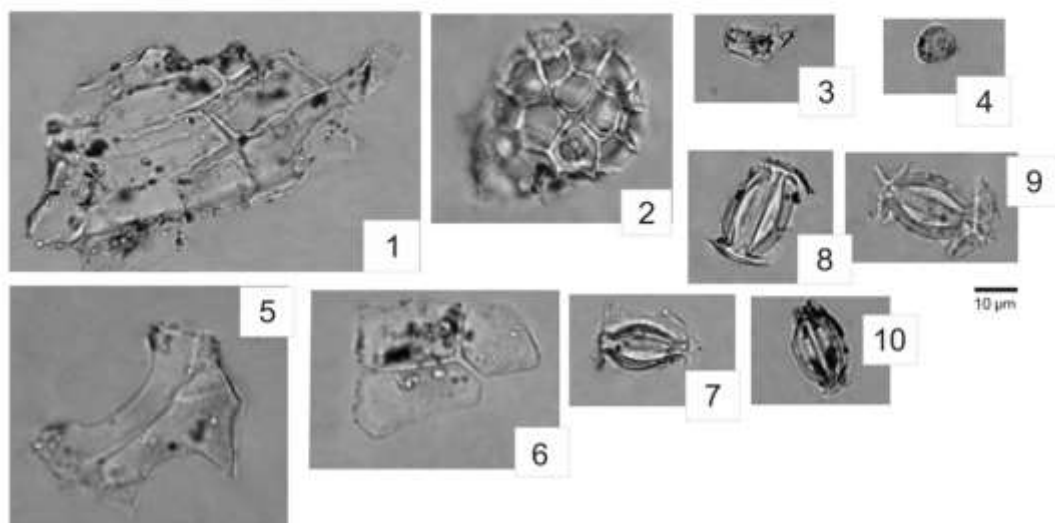
D - *Ocotea*

4-5) *Amoeboid cavate*,
6) *Spheroid cavate*, 7) *Blocky*, 8) *Elypsoidal*

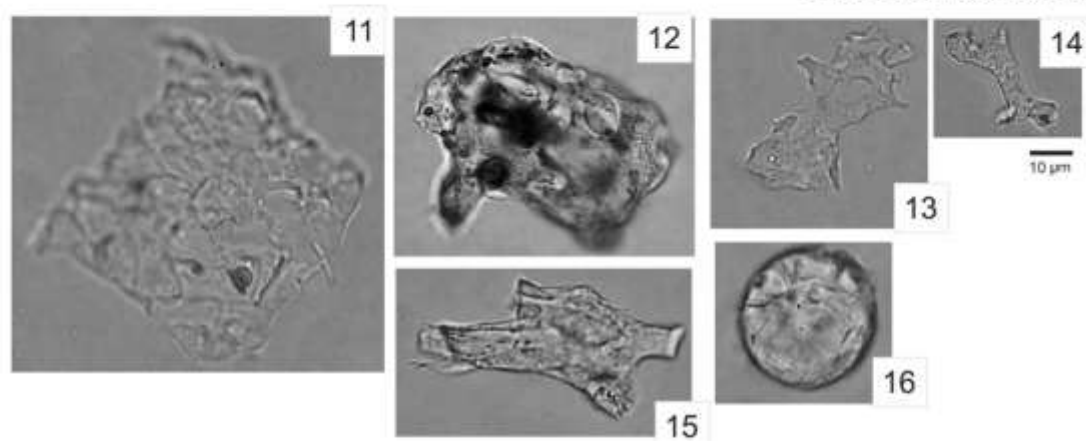
E - *Ocotea*

18

LAURACEAE

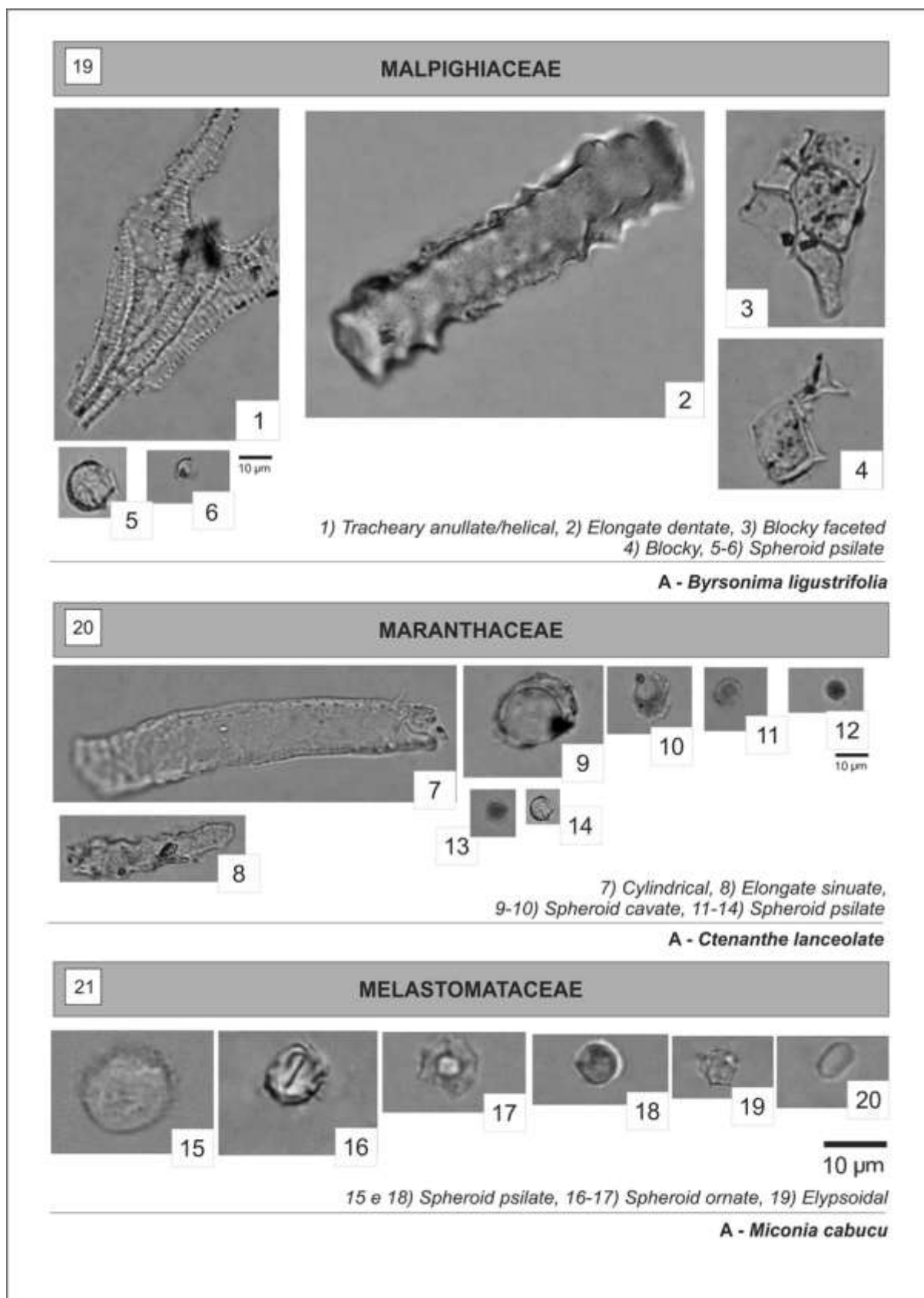


1) Tabular, 2) Polyedral faceted, 3) Blocky, 4) Spheroid granulate, 5-6) Blocky psilate, 7-10) Stomate

B - *Ocotea tabacifolia*

11) Blocky, 12) Blocky faceted, 13) Amoeboid, 14) Tabular geniculate, 15) Blocky irregular, 16) Spheroid psilate

C- *Nectandra oppositifolia*



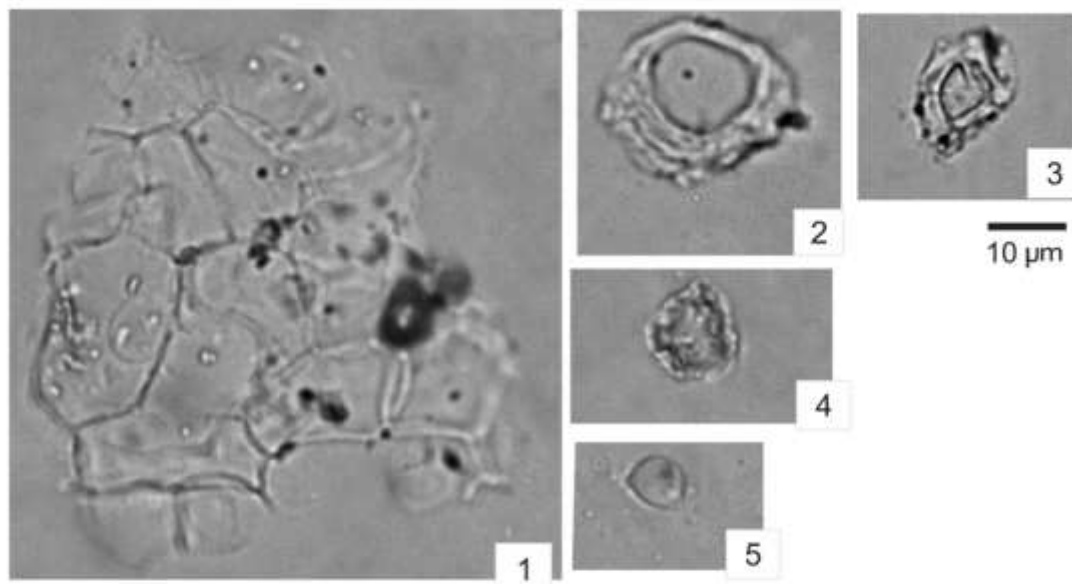
Prancha 19. Malpighiaceae

Prancha 20. Maranthaceae

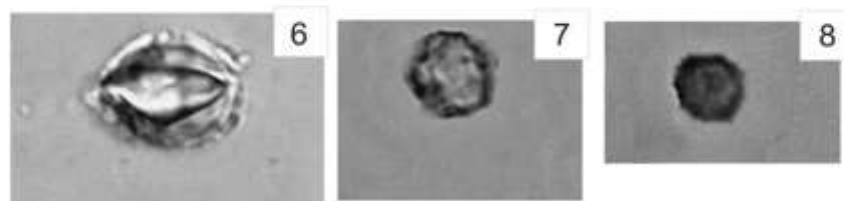
Prancha 21. Melastomataceae

22

MONIMIACEAE

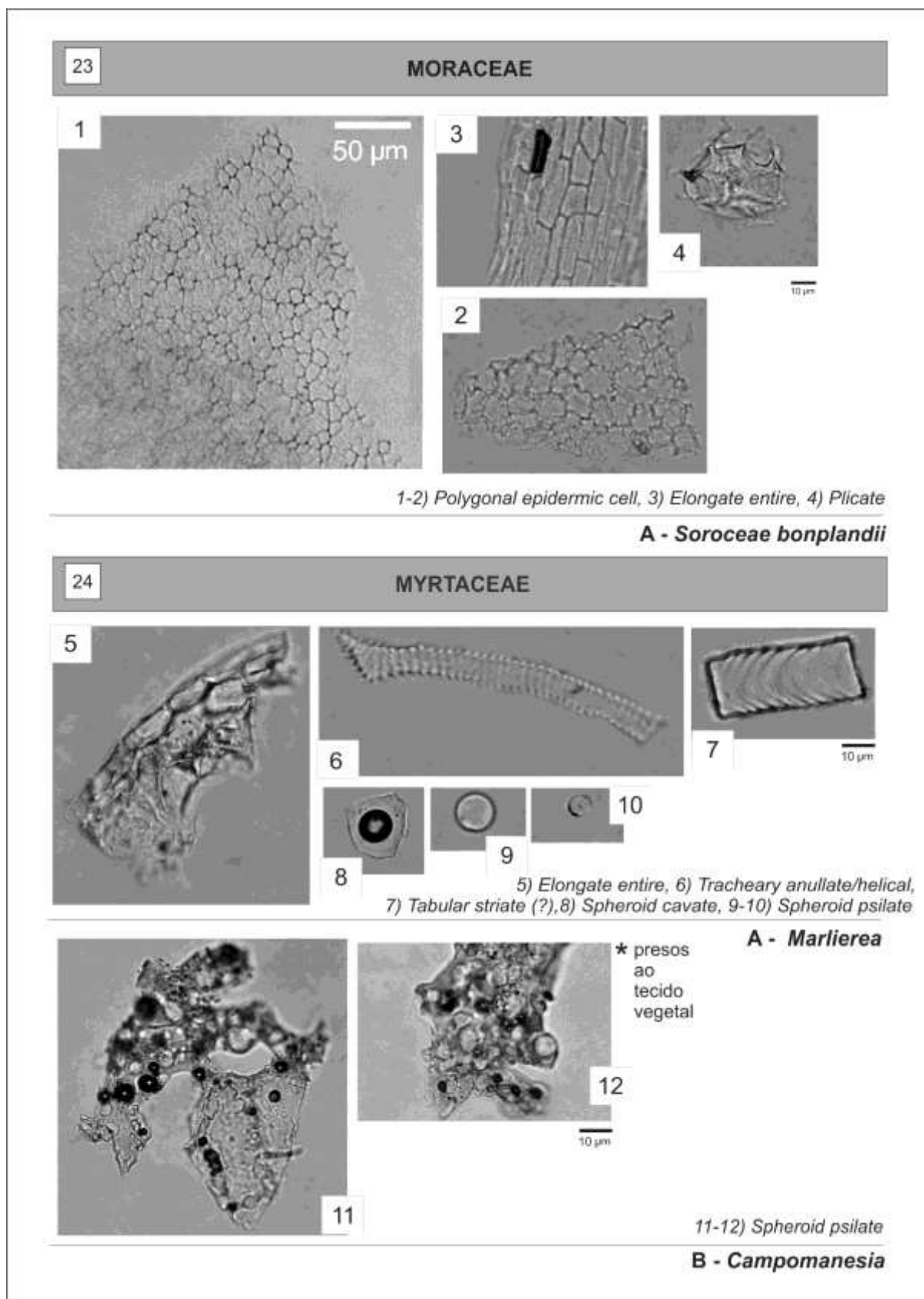


1) Polygonal epidermic cell, 2-4) Spheroid cavate, 5) Spheroid psilate

A - *Mollinedia*

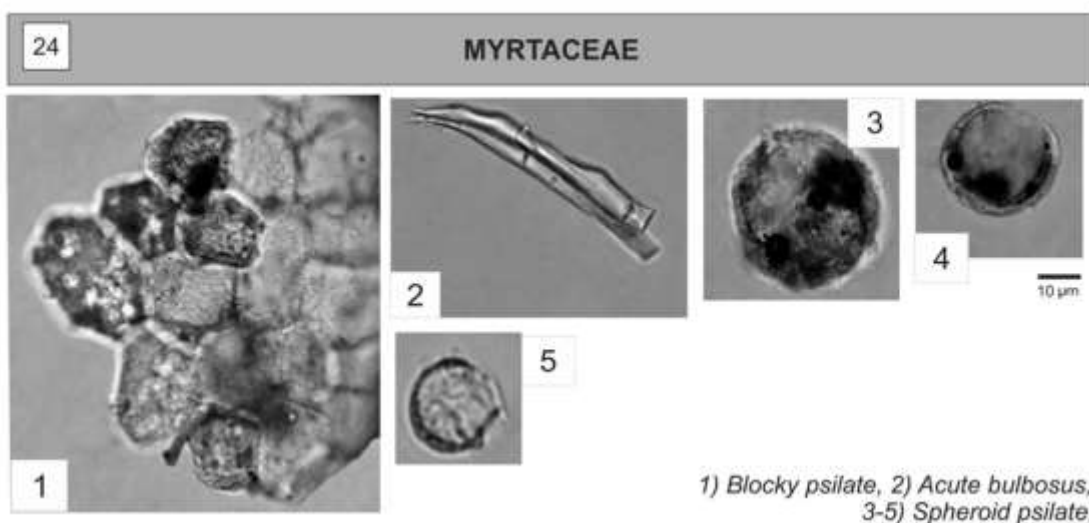
6) Spheroid cavate, 7-8) Spheroid psilate

B - *Mollinedia*

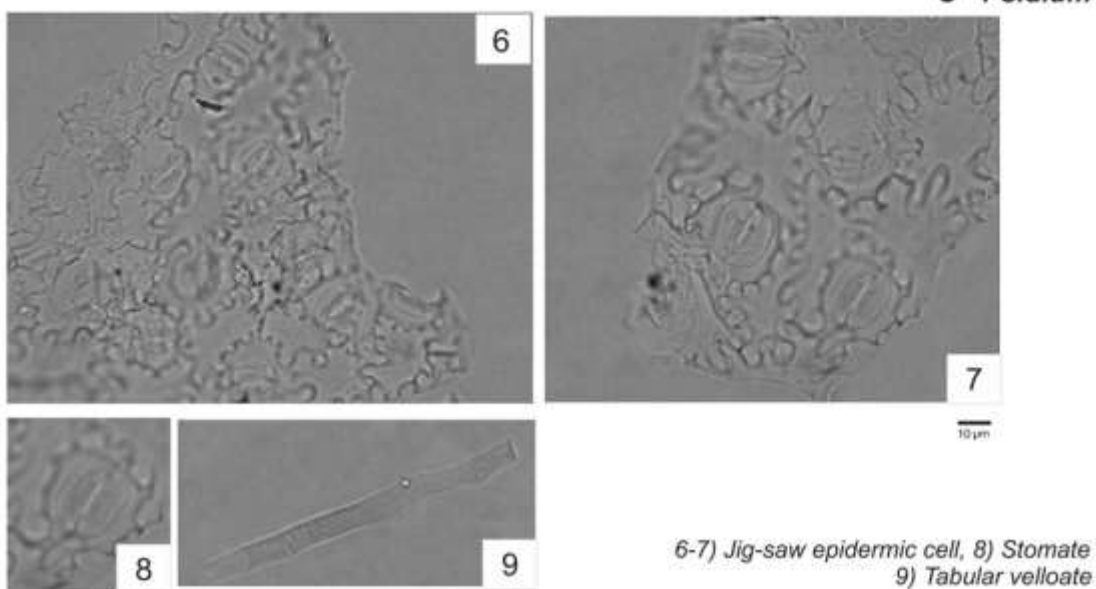


Prancha 23. Moraceae

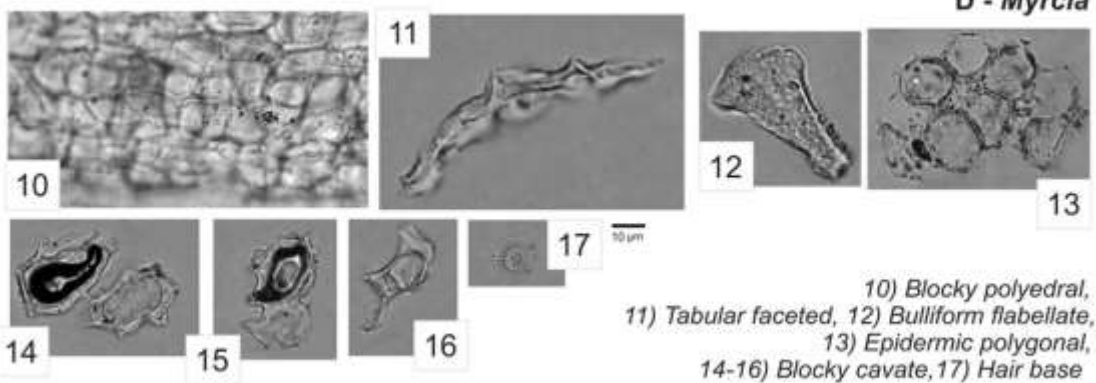
Prancha 24. Myrtaceae



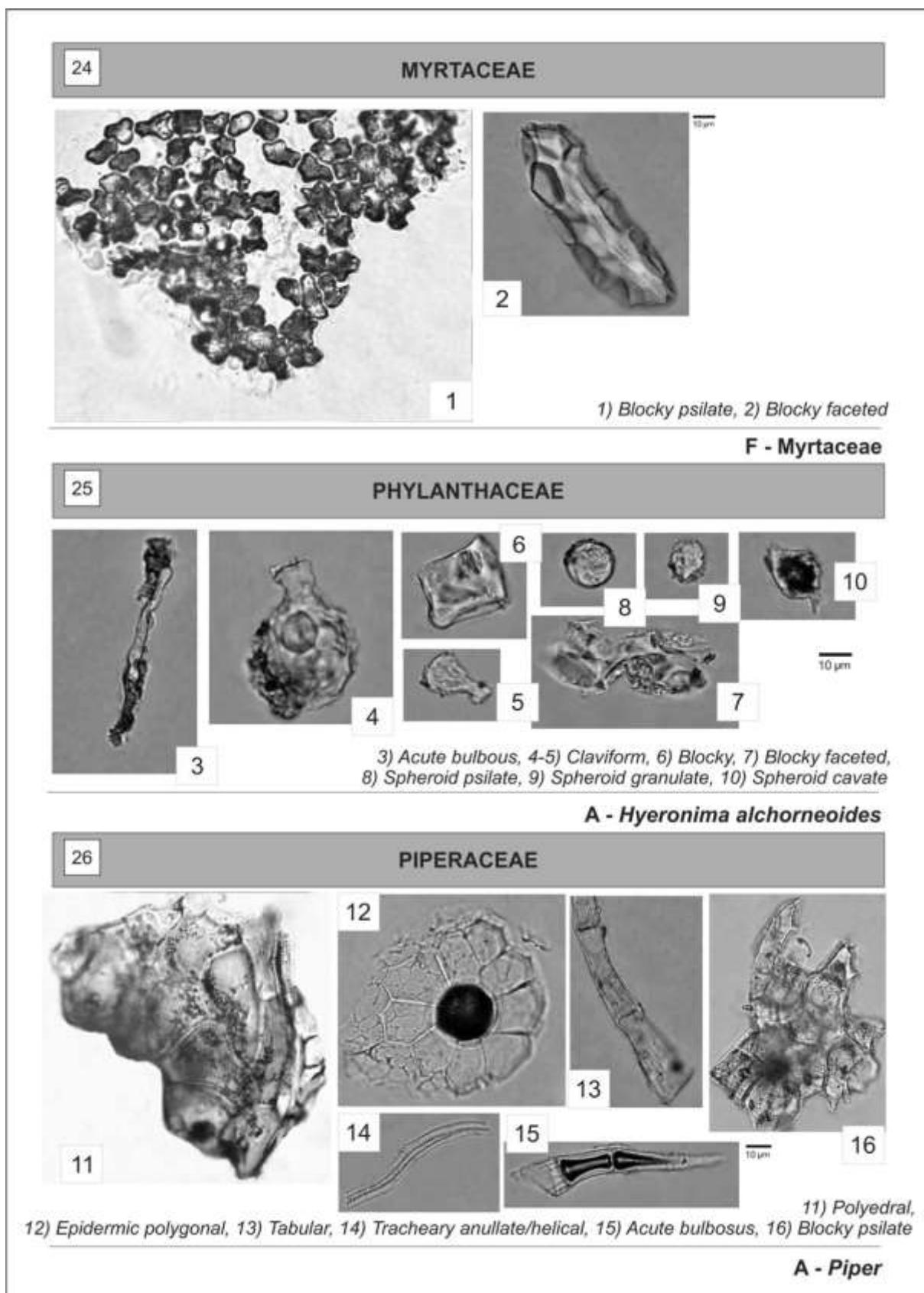
C - Psidium



D - Myrcia

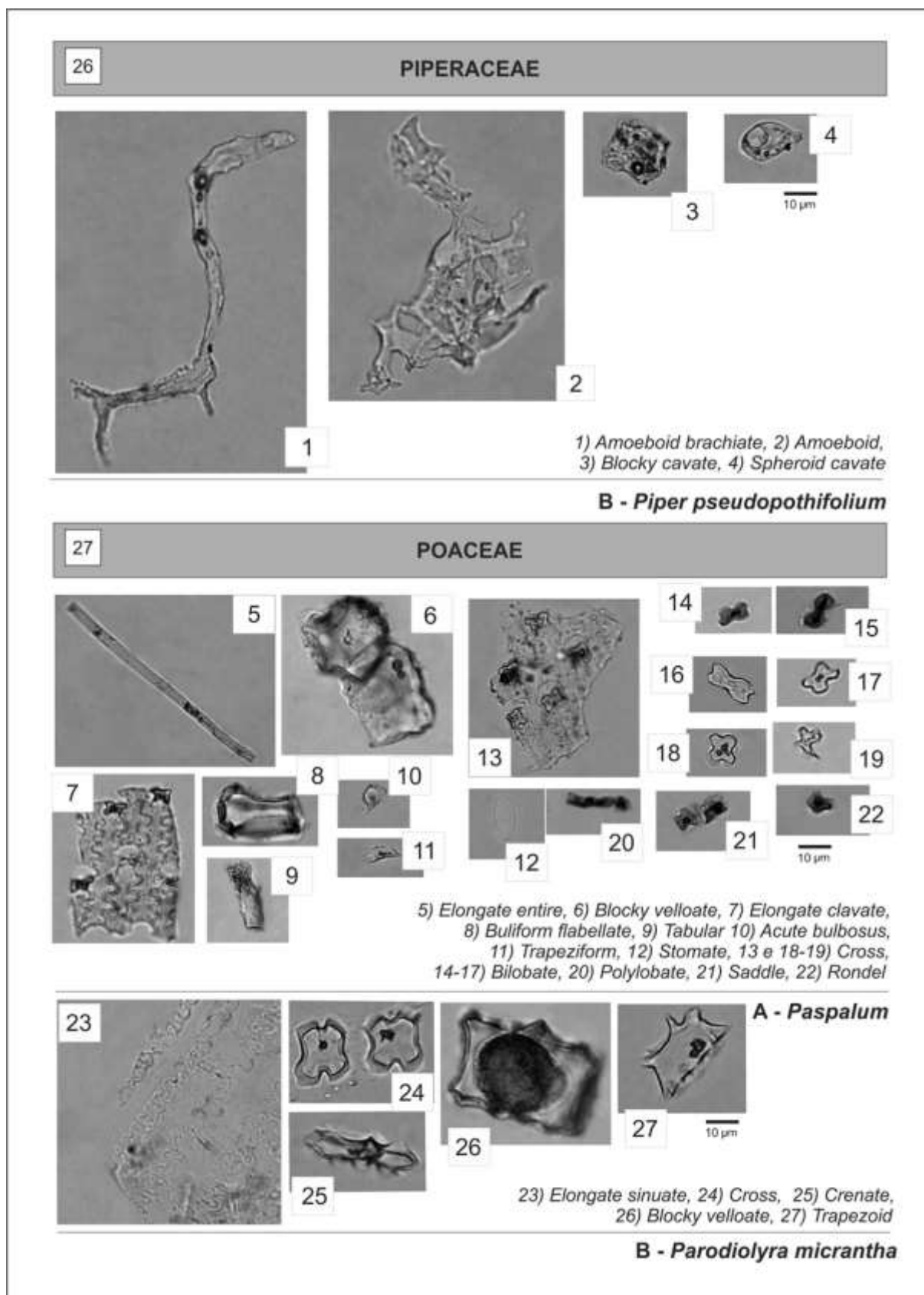


E - Eugenia



Prancha 25. Phyllanthaceae

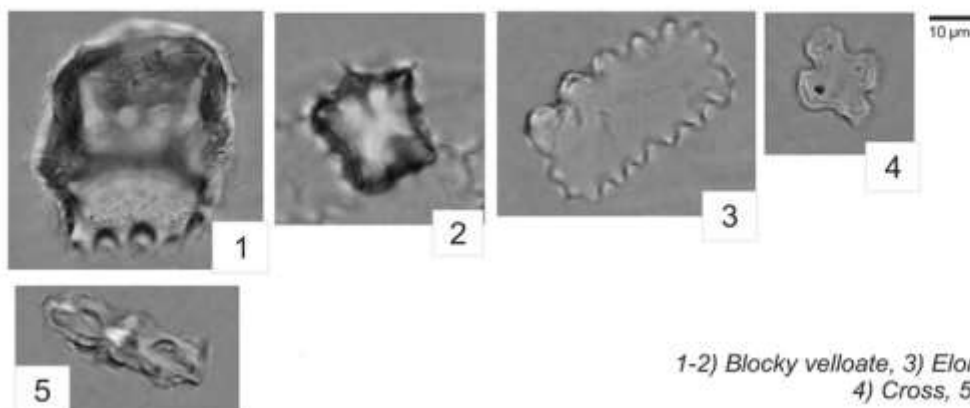
Prancha 26. Piperaceae



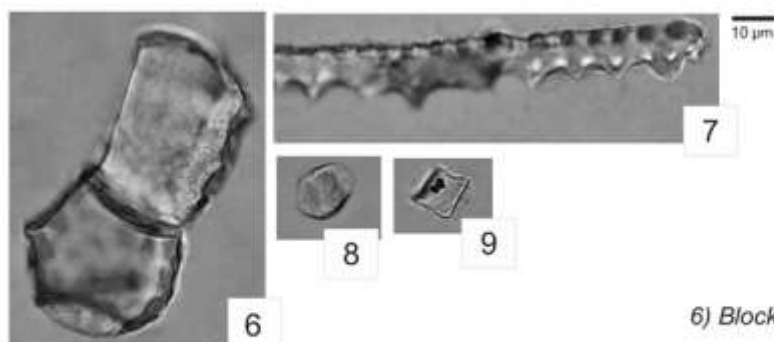
Prancha 27. Poaceae

27

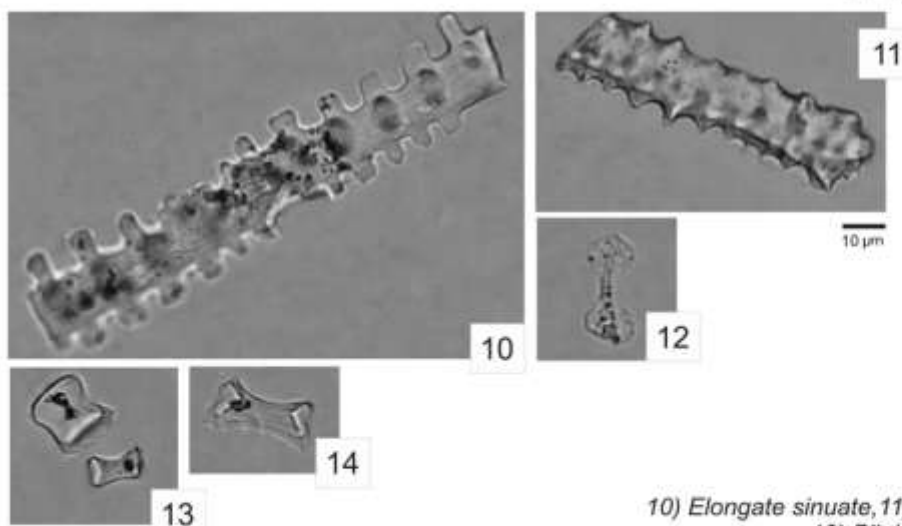
POACEAE



1-2) Blocky velloate, 3) Elongate sinuate,
4) Cross, 5) Trapeziform

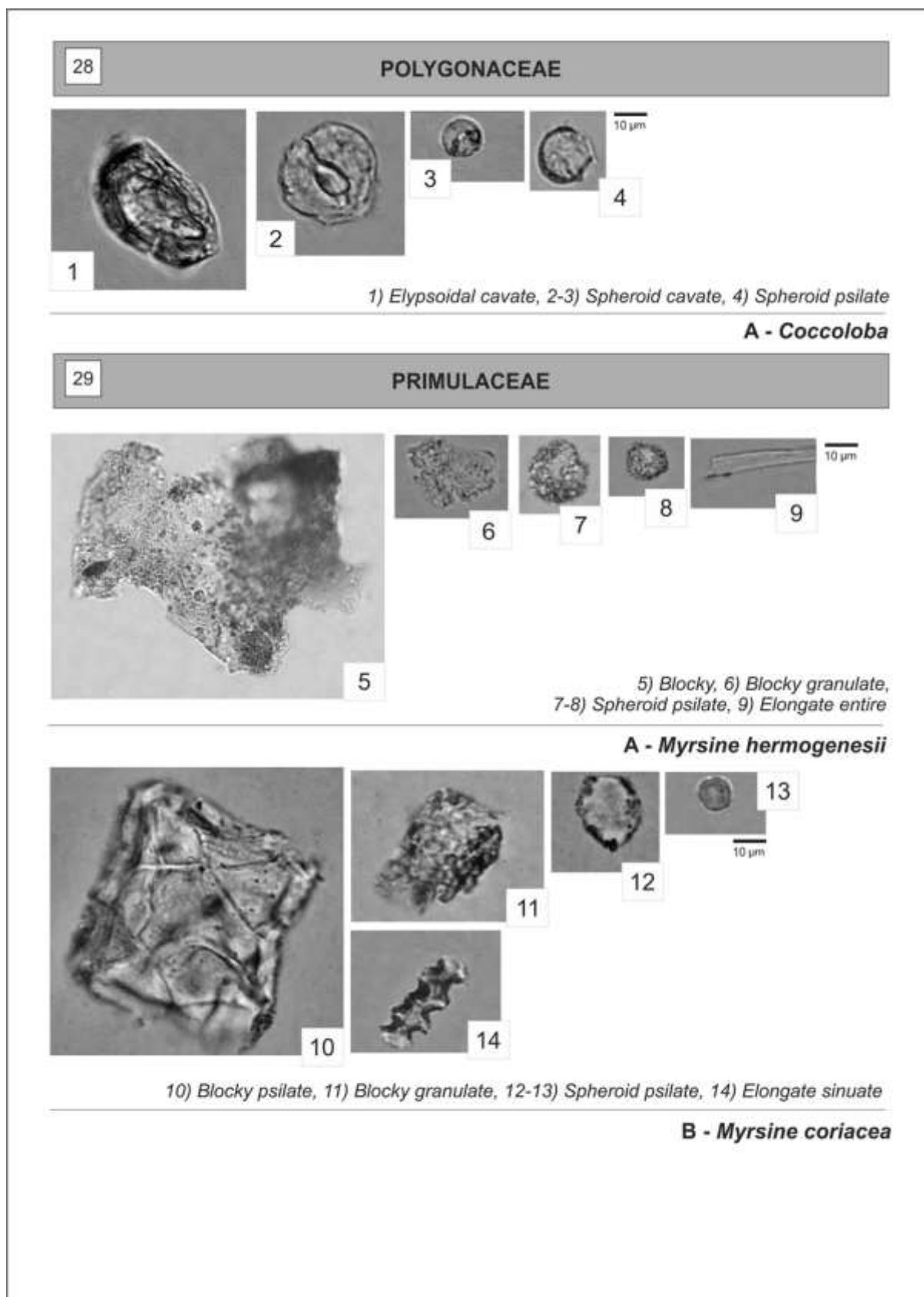
C - *Parodiolyra micrantha*

6) Blocky velloate, 7) Elongate dentate,
8) Spheroid psilate, 9) Saddle

D - *Merostachys* sp

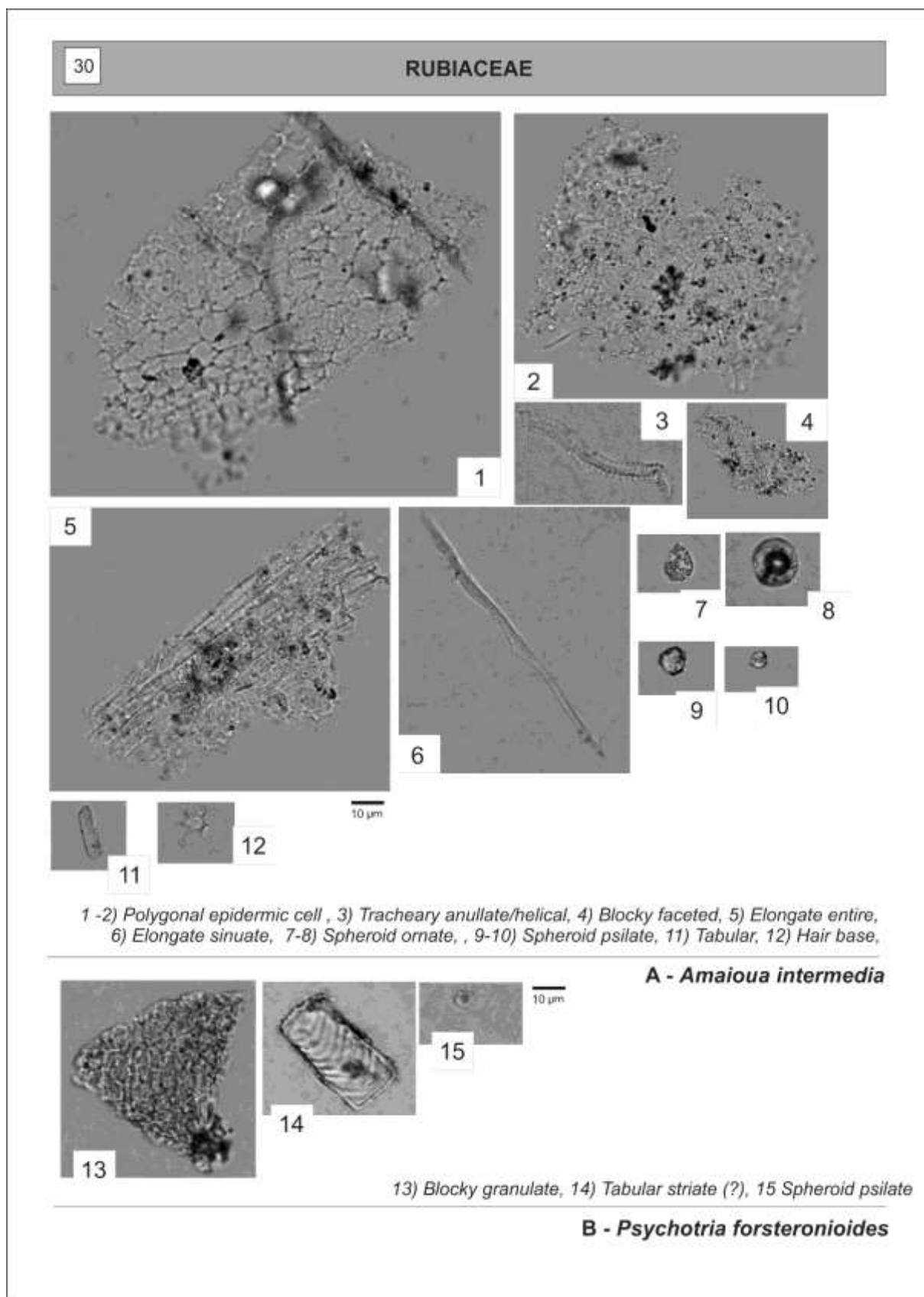
10) Elongate sinuate, 11) Elongate dentate,
12) Bilobate, 13-14) Saddle

E - *Chusquea* sp



Prancha 28. Polygonaceae

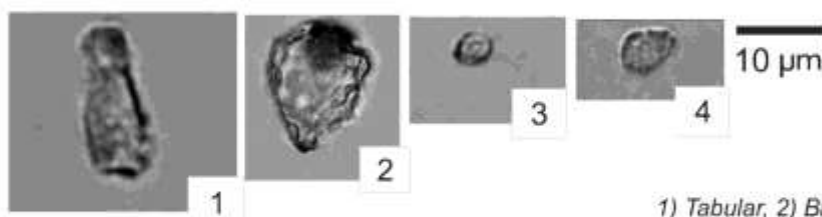
Prancha 29. Primulaceae



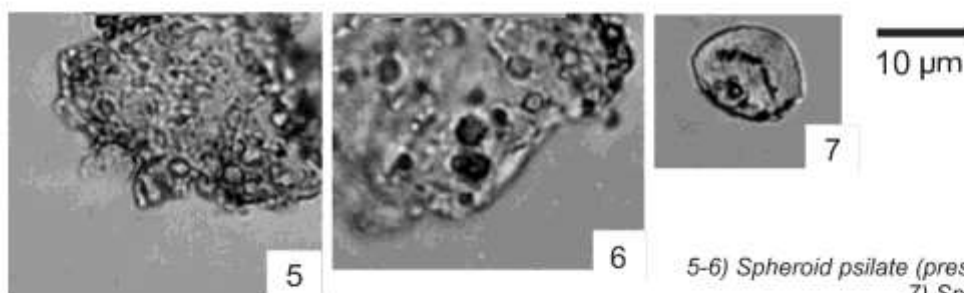
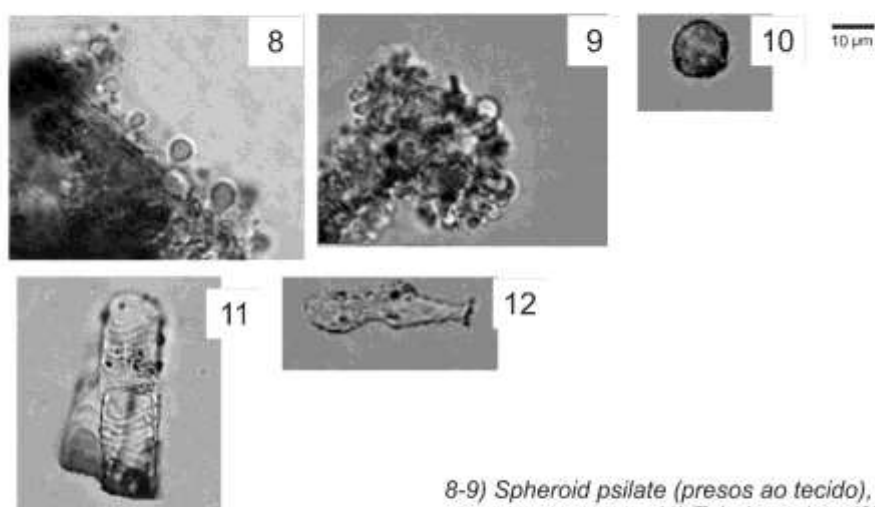
Prancha 30. Rubiaceae

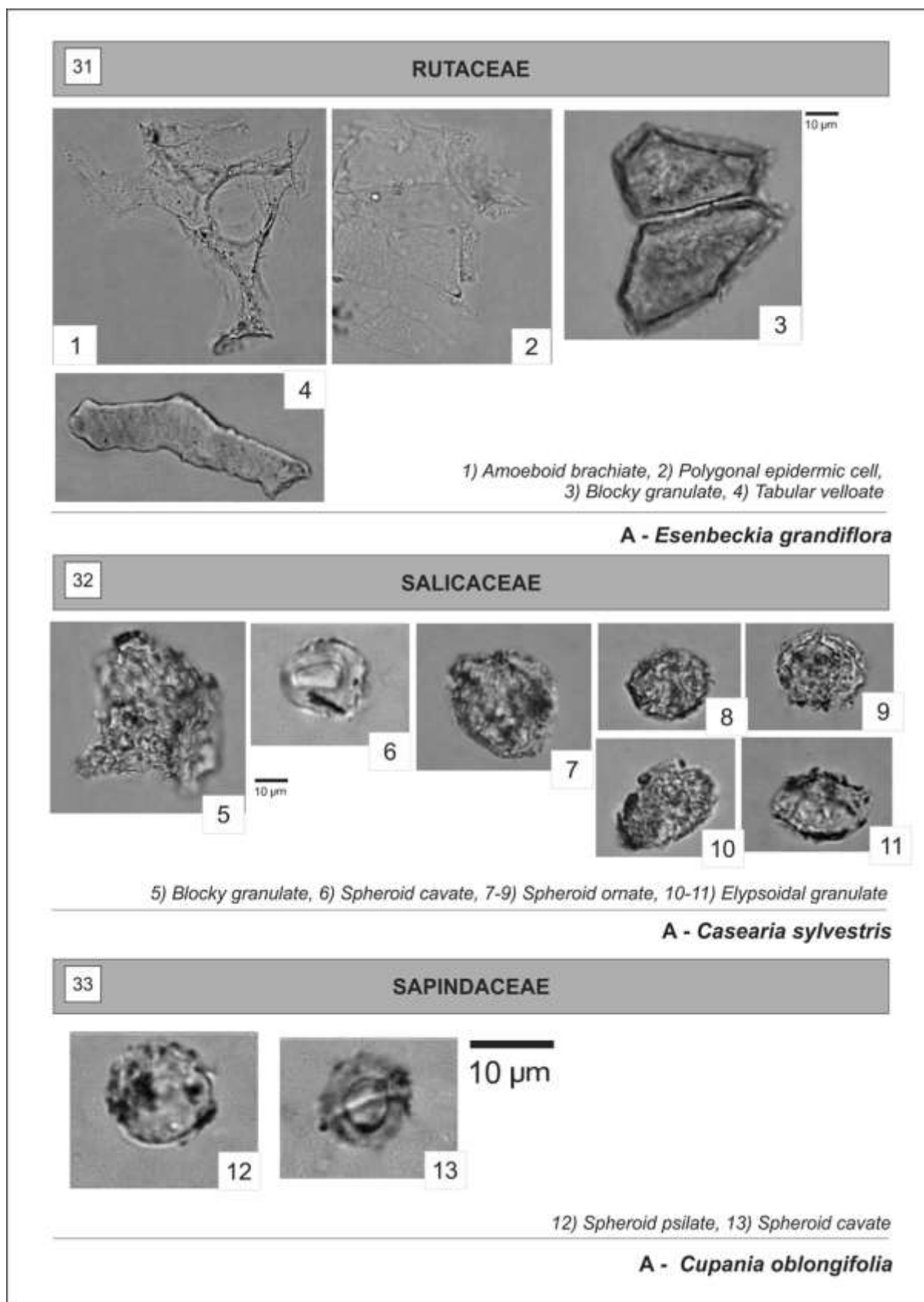
30

RUBIACEAE



1) Tabular, 2) Blocky, 3-4) Spheroid psilate

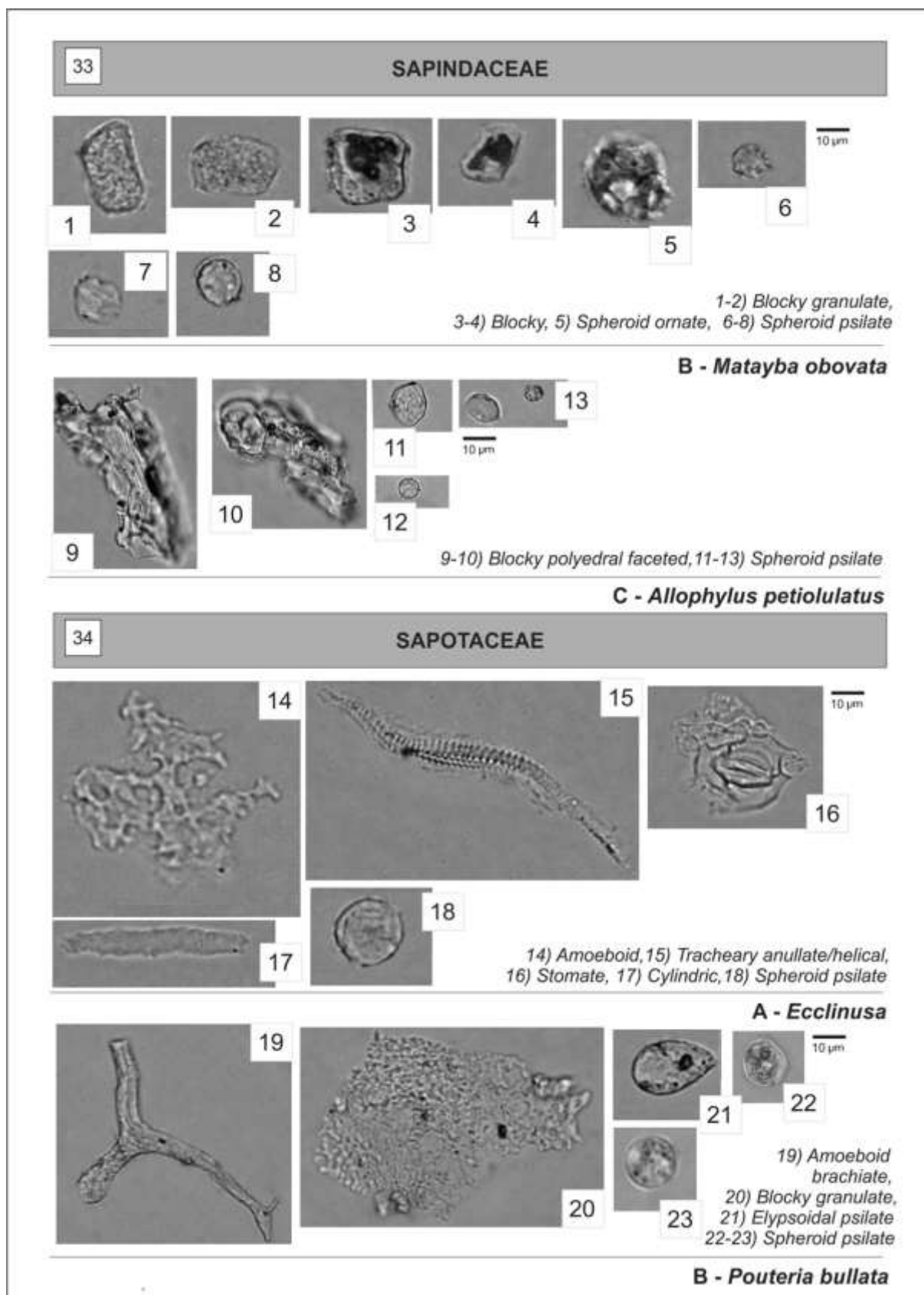
C - *Bathysa australis*5-6) Spheroid psilate (presos ao tecido),
7) Spheroid psilate**D - *Ixora***8-9) Spheroid psilate (presos ao tecido), 10) Spheroid psilate,
11) Tabular striate (?), 12) Acute bulbosus**E - *Chomelia parvifolia***



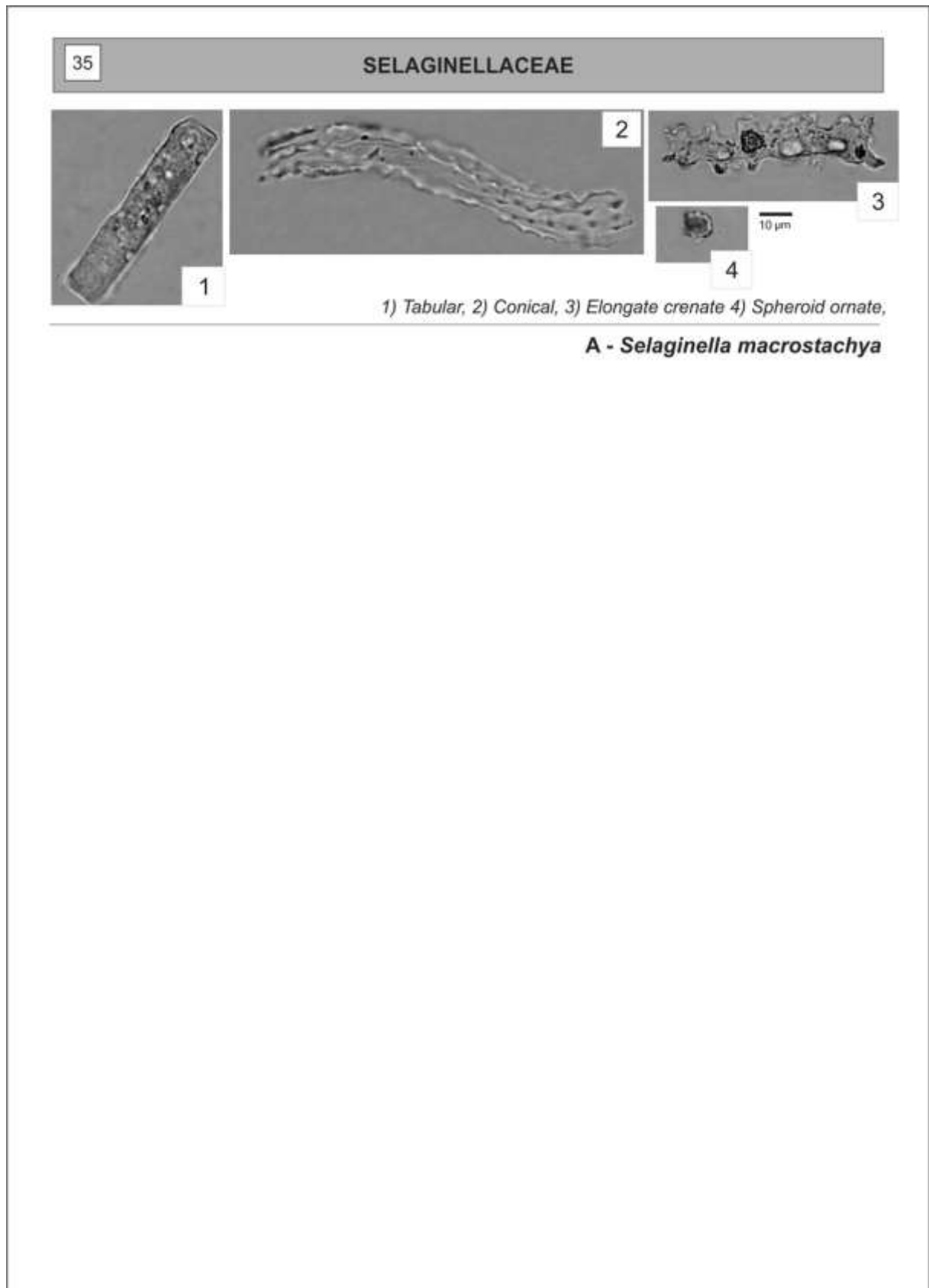
Prancha 31. Rutaceae

Prancha 32. Salicaceae

Prancha 33. Sapindaceae



Prancha 34. Sapotaceae



Prancha 35. Selaginellaceae