



UNIVERSIDADE FEDERAL DE PERNAMBUCO
CENTRO DE BIOCÊNCIAS
DEPARTAMENTO DE MICOLOGIA
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM BIOLOGIA DE FUNGOS

EDVANEIDE LEANDRO DE LIMA NASCIMENTO

**RELAÇÕES FILOGENÉTICAS DE LIQUENS DA AMAZÔNIA, MATA
ATLÂNTICA E CAATINGA**

Recife

2018

EDVANEIDE LEANDRO DE LIMA NASCIMENTO

RELAÇÕES FILOGENÉTICAS DE LIQUENS DA AMAZÔNIA, MATA ATLÂNTICA E
CAATINGA

Tese apresentada ao Programa de Pós-graduação em Biologia de Fungos do Departamento de Micologia, do Centro de Biociências da Universidade Federal de Pernambuco, como parte dos requisitos para a obtenção do título de Doutora em Biologia de Fungos.

Área de Concentração: Taxonomia e ecologia de fungos

Orientadora: Marcela Eugenia da Silva Cáceres

Co-orientadora: Leonor Costa Maia

Co-orientador: Robert Lücking

Colaborador: André Aptroot

Recife

2018

Catálogo na fonte:
Bibliotecário Bruno Márcio Gouveia - CRB-4/1788

Nascimento, Edvaneide Leandro de Lima
Relações filogenéticas de líquens da Amazônia, Mata Atlântica e Caatinga /
Edvaneide Leandro de Lima Nascimento. – 2017.

214 f. : il.

Orientador: Marcela Eugenia da Silva Cáceres.

Coorientadora: Leonor Costa Maia.

Coorientador: Robert Lücking.

Tese (doutorado) – Universidade Federal de Pernambuco. Centro de
Biotecnologia. Programa de Pós-graduação em Biologia de Fungos, Recife,
2018.

Inclui referências e apêndices.

1. Líquens 2. Filogenia. 3. Amazônia 4. Caatinga. 5. Mata Atlântica. I.
Cáceres, Marcela Eugenia da Silva (Orientadora). II. Maia, Leonor
Costa (Coorientadora). III. Lücking, Robert (Coorientador). VI. Título.

579.7

CDD (22.ed.)

UFPE/CB – 2018 – 427

EDVANEIDE LEANDRO DE LIMA NASCIMENTO

RELAÇÕES FILOGENÉTICAS DE LIQUENS DA AMAZÔNIA, MATA ATLÂNTICA E
CAATINGA

Tese apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Biologia de Fungos do Departamento de Micologia do Centro de Biociências da Universidade Federal de Pernambuco, como parte dos requisitos para a obtenção do título de Doutora em Biologia de Fungos.

Aprovada em: 28/08/2017

COMISSÃO EXAMINADORA

Dra. Marcela Eugenia da Silva Cáceres – (Orientadora) / Departamento de Biociências -
Universidade Federal de Sergipe

Dra. Mônica Cristina Barroso Martins - (Titular Externo - Departamento de Bioquímica e
Biofísica / Universidade Federal de Pernambuco)

Dra. Bianca Denise Barbosa da Silva - (Titular Externo - Departamento de Botânica /
Universidade Federal da Bahia)

Dr. Roger Fagner Ribeiro Melo - (Titular Externo - Departamento de Micologia /
Universidade Federal de Pernambuco)

Dr. Gladstone Alves da Silva - (Titular Interno - Departamento de Micologia / Universidade
Federal de Pernambuco)

À Regina Leandro e à Yasmin Sophia, fontes
de luz e inspiração para minha vida, e à
Virgínia Leandro e José Enildo (in
memoriam), dedico.

AGRADECIMENTOS

Ao meu grande Deus, pelo seu infinito amor e misericórdia. Sem Ele nada seria possível. A Ele toda honra e glória, por ter me feito chegar até aqui.

À minha mãe Regina Leandro, por todo amor, cuidado, dedicação e noites de oração. Nenhuma palavra traduz minha gratidão!

A Elson do Nascimento (amigo, namorado, esposo e companheiro), obrigada por toda ajuda, carinho, paciência e apoio em todos os momentos.

À Josélia Leandro, minha prima e segunda mãe de Sophia, por todo amor, carinho e cuidado dispensados à minha pequena durante os quatro meses em que estive quase ausente.

A toda minha família pelo apoio, torcida e orações durante toda minha vida acadêmica.

À Dra. Marcela Cáceres e a Dra. Leonor Maia por ter me indicado o caminho dos líquens e por toda orientação e ajuda durante esse projeto.

Ao Dr. André Aptroot pela ajuda na confirmação e identificação do material.

Ao Dr. Robert Lücking pela co-orientação e imensa contribuição no estudo de filogenia de comunidade de líquens e na identificação de material.

Ao Botanicher Garten und Botanisches Museum Berlin, pela autorização do Doutorado Sanduíche em suas dependências.

Ao Dr. Harrie J. M. Sipman pelos ensinamentos dispensados durante o período de Doutorado Sanduíche.

À Amanda Barreto e a Bibiana Moncada pela valiosa ajuda no trabalho de bancada de biologia molecular, no qual sem vocês, não teria sido realizado.

À Nana Silakadze pela amizade e companheirismo durante todo o período que estive em Berlin. "To Nana Silakadze for friendship and companionship throughout the time i was in Berlin".

À Rayra Simonelly e a Bianca Even pela disponibilidade e ajuda nas coletas e na identificação do material durante estágios.

À Araeska Carena, Dani Magna, Débora Santos, Danielle Karla, Ianne Macedo, Juliana Souza, Frederico Marinho, Mayra Silva, Marcela Alves, Indra Escobar, Iolanda Ramalho e Vilma Santos, pela amizade, companheirismo, paciência e ajuda em todos os momentos durante essa jornada.

À Anuska Almeida, João de Oliveira, Charlene Arruda do Herbário URM por toda ajuda e paciência.

À Eline Brunet por me acolher em Itabaiana com tanto carinho. Muito obrigada!

À Universidade Federal de Sergipe, Campus Itabaiana, pela autorização de uso do Laboratório de Liquenologia. E aos companheiros do Laboratório de Liquenologia da UFS-Itabaiana por toda a ajuda dispensada.

Aos mateiros: João Ferreira (PARNA do Catimbau), José Cícero "Saberé" (REBIO Saltinho) e Adejaldo (RPPN Frei Caneca); Adriano Felipe (APA da Barra do Rio Mamanguape) pela imensa ajuda nas coletas;

Aos gestores Rodrigo Ferraz (Parque Estadual da Mata da Pimenteira) e Diego Monteiro (REBIO Serra Negra) pela disposição em nos acompanhar nas coletas nos dando todo apoio necessário. Bem como aos demais gestores (PARNA do Catimbau, APA da Barra do Rio Mamanguape, REBIO Saltinho, RPPN Frei Caneca, Empresa Cristal Milênio – PB) e ao Instituto Chico Mendes pelas autorizações das coletas.

A todos que de alguma maneira contribuíram e estiveram na torcida para que este projeto se concretizasse.

À CAPES pela concessão da bolsa de Doutorado e ao CNPQ pela concessão da bolsa de Doutorado Sanduíche no Botanischer Garten und Botanisches Museum Berlin.

"Por que andais solícitos? Olhai para os lírios do campo, como crescem; não trabalham e nem fiam; Pois, se Deus assim veste a erva do campo, que hoje existe e amanhã é lançada no forno, quanto mais a vós?"

Mateus 6: 28 e 30.

RESUMO

Compreender como e de que forma ocorre a distribuição das comunidades de organismos nos mais diversos ambientes, tem levantado vários questionamentos sobre: quais são os grupos predominantes, como as espécies estão distribuídas nos biomas (aglomeradas ou dispersas) e quais são os processos ecológicos estruturadores das comunidades biológicas. Para atingir esse conhecimento em relação aos fungos liquenizados, foi conduzido um levantamento sobre a ocorrência de líquens epifíticos para o Norte e Nordeste do Brasil, nos biomas Amazônia, Caatinga, Mata Atlântica e Cerrado, utilizando as bases de dados SpeciesLink e GBIF, análise de exsicatas nos herbários ISE e URM, além de consulta dos registros em publicações (artigos, teses, dissertações, resumos de eventos); verificou-se a existência de depósitos de sequências de DNA das regiões ITS, mtSSU e nuLSU na base de dados do NCBI para as espécies registradas. O objetivo geral do trabalho foi avaliar a diversidade filogenética e o grau de parentesco filogenético entre as comunidades de líquens em diferentes formações vegetais e biomas distribuídos nas regiões Norte e Nordeste do país. Testou-se a hipótese de que as comunidades de líquens nesses biomas apresentam padrões de distribuição que sugerem estreitas relações filogenéticas entre gêneros de Mata Atlântica e Amazônia, enquanto que gêneros de Caatinga formam clados separados. Cladogramas filogenéticos foram construídos manualmente no formato Newick baseados na literatura analisada. Adicionalmente, foram realizadas coletas de líquens epifíticos (maioria crostosos), nos biomas Caatinga e Mata Atlântica, e no ecossistema associado à Mata Atlântica, a Restinga, nos estados de Pernambuco e Paraíba. Foram identificadas 18 novas espécies: *Astrochapsa inspersa* E.L. Lima, Lücking, L.C. Maia & M. Cáceres, *Astrochapsa* sp. nov., *Chapsa angustispora* E.L. Lima, Lücking, L.C. Maia & M. Cáceres, *Chiodecton* sp. nov., *Diorygma* sp. nov. 1, *Diorygma* sp. nov. 2, *Graphis cilindrospora* E.L. Lima, Lücking, L.C. Maia & M. Cáceres, *Graphis* sp. nov., *Hemithecium* sp. nov., *Malmidea* sp. nov., *Myriotrema* sp. nov., *Opegrapha* sp. nov., *Phaeographis* sp. nov., *Porina* sp. nov., *Pyrenula cinnabarina* Aptroot, E. L. Lima & M. Cáceres, *Sarcographa* sp. nov., *Schizotrema* sp. nov., *Thelotrema* sp. nov., além de novos registros para os biomas estudados. Amazônia e a Mata Atlântica apresentaram maior diversidade filogenética, seguido da Caatinga. As comunidades de líquens da Caatinga e dos Brejos de altitude são filogeneticamente mais próximas, e a Caatinga e o Cerrado apresentam maior número de táxons em comum. Através da análise de estrutura de comunidade foi possível verificar que a Amazônia, a Mata Atlântica, o Brejo de Altitude e a Caatinga estão mais relacionadas filogeneticamente. O Carrasco e o Cerradão abrigam muitas espécies estreitamente

relacionadas. O Brejo de Altitude, a Caatinga e a Mata Atlântica apresentam aglomerados filogenéticos e no Cerrado e na Restinga existe uma superdispersão das espécies. Fatores como clima, temperatura, índice de luminosidade, altitude, além dos processos evolutivos ocorrentes ao longo do tempo nos biomas, ecossistemas associados e fitofisionomias estão diretamente relacionados à distribuição e grau de parentesco das famílias de líquens no Norte e Nordeste do Brasil.

Palavras-chave: Fungos liquenizados. Cerradão. Carrasco. Norte e Nordeste do Brasil. Filogenia de comunidades. Phylocom.

ABSTRACT

Understanding how and in what form the distribution of the communities of organisms occurs in the most diverse environments has raised several questions such as: what are the predominant groups, how the species are distributed in the biomes (agglomerated or dispersed) and what are the ecological processes structuring the biological communities. In order to reach this knowledge, a survey was carried out on the occurrence of epiphytic lichens for the North and Northeast Regions of Brazil, in the Amazonia, Caatinga, Atlantic Forest and Cerrado biomes, using the SpeciesLink and GBIF databases, ISE and URM exsiccates analysis, besides consulting the species records in publications (articles, theses, dissertations, conference abstracts); the existence of the DNA sequences deposits of the ITS, mtSSU and nuLSU regions in the NCBI database for registered species was investigated. The objective of this work was to evaluate the phylogenetic diversity and the degree of phylogenetic relatedness between the lichen communities in different plant formations and biomes distributed in the North and Northeast regions of the country. It has been hypothesized that lichen communities in these biomes have distributional patterns that suggest close phylogenetic relatedness between Atlantic Forest and Amazon genera, while Caatinga genera form separate clades. Phylogenetic cladograms were manually constructed in the Newick format based on the analyzed literature. In addition, epiphytic lichen collections, mostly crustose, were collected in the Caatinga and Atlantic Forest biomes, and in the ecosystem associated with the Atlantic Forest, the Restinga in the states of Pernambuco and Paraíba. Eighteen new species were identified: *Astrochapsa dispersa* E. L. Lima, Lücking, L.C. Maia & M. Cáceres, *Astrochapsa* sp. nov., *Chapsa angustispora* E.L. Lima, Lücking, L.C. Maia & M. Cáceres, *Chiodecton* sp. nov., *Diorygma* sp. nov. 1, *Diorygma* sp. nov. 2, *Graphis cilindrospora* E.L. Lima, Lücking, L.C. Maia & M. Cáceres, *Graphis* sp. nov., *Hemithecium* sp. nov., *Malmidea* sp. nov., *Myriotrema* sp. nov., *Opegrapha* sp. nov., *Phaeographis* sp. nov., *Porina* sp. nov., *Pyrenula cinnabarina* Aptroot, E. L. Lima & M. Cáceres, *Sarcographa* sp. nov., *Schizotrema* sp. nov., *Thelotrema* sp. nov., as well to the new records for the studied biomes. The results indicated that the Amazon and the Atlantic Forest presented greater phylogenetic diversity, followed by Caatinga. The lichen communities of Caatinga and Brejos de Altitudes are phylogenetically closer, and the Caatinga and Cerrado have a greater number of taxa in common. Through the analysis of community structure it was possible to verify that the Amazon, Atlantic Forest, Brejo de Altitude and Caatinga are more related phylogenetically. Carrasco and Cerradão ecosystems harbor many closely related species. Brejo de Altitude, Caatinga and Atlantic Forest have phylogenetic

clusters and, in Cerrado and Restinga areas there is a superdispersion of the species. Factors such as climate, temperature, luminosity index, altitude, besides evolutionary processes occurring over time in biomes, associated ecosystems and phytophysiognomies are directly related to the distribution and degree of relatedness of lichen families in the North and Northeast of Brazil.

Key-words: Lichenized lichens. Cerradão. Carrasco. North and Northeast Brazil. Phylogeny of communities. Phylocom.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1 – Esquema sobre qual o objeto de estudo da filogenia de comunidades.	21
Figura 2 – Esquema de como é feito o estudo análise da estrutura filogenética de comunidades.	22
Figura 3 – Exploração das bases filogenéticas (composição e distribuição filogenética de espécies das comunidades), de forma que seja possível observar quais processos evolutivos foram determinantes para a disposição das espécies que compõem as comunidades em estudo.	23
Figura 4 – Características evolutivas e biogeográficas - adição de um contexto comunitário (condições ancestrais).....	23
Figura 5 – Morfologia do talo folioso. A ilustração do corte transversal do talo e indicação das estruturas; B e C. <i>Parmotrema perlatum</i> (Huds.) M.Choisy.....	30
Figura 6 – Morfologia do talo fruticoso: A. Corte transversal do ramo do talo onde (c) indica o cótex, (ea) a camada de algas, (m) a medula e (cc) o córtex central; B. talo fruticoso com apotécios.	31
Figura 7 – Morfologia do talo crostoso. A. Corte transversal do apotécio; B. Talo de <i>Haematomma personii</i> (Fée) A. Massal.	31
Figura 8 – Filogenia e classificação das ordens atualmente aceitas em Ascomycota, mostradas em duas partes. A. Ordens excluindo Eurotiomycetes e Lecanoromycetes. B. Ordens em Lecanoromycetes e Eurotiomycetes. Conexão entre A e B indicada. Em verde ordens predominantes ou parcialmente liquenizadas, em vermelho ordens parcialmente liquenizadas e em azul ordem parcialmente liquenizada excluindo as linhagens liquenicolas.....	40
Figura 9 – Localização das áreas de coleta.....	51
Figura 10 – Áreas de coleta: A-PARNA Catimbau, Buíque, PE; B-Mata da Pimenteira, Serra Talhada, PE; C-REBIO Serra Negra, Floresta, PE; D-APA da Barra do Rio Mamanguape, PB; E-Empresa Cristal Milênio, Mataraca, PB; F-REBIO Saltinho, Tamandaré, PE; G-REBIO Guariba, Rio Tinto, PB; H-RPPN Frei Caneca, Jaqueira, PE.	55
Figura 11 – Esquema e cladograma exemplificando o formato de árvore Newick.....	58
Figura 12 – Diagrama de Venn indicando a riqueza de espécies de líquens identificadas nos biomas amostrados, e na Restinga separadamente.	87
Figura 13 – Diagrama de Venn indicando a riqueza de espécies de líquens nos biomas estudados, somando o número de espécies registradas na Mata Atlântica e na Restinga e indicando o número de espécies compartilhadas e exclusivas.	88

Figura 14 – Abundância de espécies por famílias e gêneros de líquens registrados durante coletas.	89
Figura 15 – <i>Astrochapsa submuralis</i> (holótipo-URM): A. Talo com apotécios; B. Perífisóides laterais no excípulo; C. Asco com ascósporos maduros; D. Detalhe dos ascósporos submuriformes. Escalas: A = 0,1 cm, B = 20 µm, C e D = 10 µm.	92
Figura 16 – <i>Astrochapsa</i> sp. Nov. A. Talo com apotécios; B. Himênio com ascos maduros com ascósporos hialinos e septados.	94
Figura 17 – Figura 17 – <i>Chapsa angustispora</i> (holótipo-URM): A. Talo com apotécios; B. Ascósporos dentro do asco. Escalas: A = 5 cm, B = 50 µm.	96
Figura 18 – <i>Diorygma</i> sp. Nov. 1. (Holotipo URM): G. Talo com lirelas proeminentes a erumpentes; H. Ascosporos maduros.	97
Figura 19 – <i>Diorygma</i> sp. Nov. 2. (Holotipo URM): A. Talo com lirelas alongadas em forma de rosetas, proeminentes a erumpentes.	98
Figura 20 – <i>Graphis cilindrospora</i> (holótipo-URM): A. Talo com lirelas, B–C. Ascomas; D. Ascósporo maduro; E. Asco com ascósporos imaturo (à direita) e maduro (à esquerda). Escalas: A e B = 1,0 mm, C = 0,5 mm, D e E = 100 µm.	100
Figura 21 – <i>Graphis</i> sp. Nov. (Holotipo URM): A. Talo com lirelas alongadas e erumpentes; B. Ascosporos maduros.	102
Figura 22 – <i>Sarcographa</i> sp. Nov. (Holotipo URM): A. Talo com lirelas erumpentes. B. Ascosporos maduros.	104
Figura 23 – <i>Schizotrema</i> sp. Nov. A. Talo com apotécios.	106
Figura 24 – A. <i>Sarcographa labyrinthica</i> ; B. <i>Malmidea bacidinoides</i> ; C. <i>Stigmatochroma metaleptooides</i> ; D. <i>Diorygma poitae</i> ; <i>Ananomorpha turbulenta</i> ; E. Talo com lirela; F. Ascosporos maduros dentro dos ascos. <i>Mycocprum compositum</i> ; G. Talo com peritécios agrupados; H.	107
Figura 25 – <i>Crypthothecia</i> sp.: A. Ascostromas dispersos no talo; B. Ascosporos dentro do asco. <i>Mycomicrothelia miculiformis</i> : C. Talo com peritécios e protalo; D. Ascosporos maduros dentro do asco. <i>Sarcographa ramificans</i> : E. Talo com lirela preminente; F. Ascosporos maduros. <i>Ocellularia</i> aff. <i>buckii</i> : G. Apotécios imersos a proeminentes no talo; H. Ascosporos maduros.	108
Figura 26 – Similaridade das comunidades de líquens (baseada no índice de Sørensen) entre as áreas estudadas durante o levantamento: AMAZ – Amazônia, MATA – Mata Atlântica, CAAT – Caatinga, BREJ – Brejo de altitude, REST – Restinga, CARR – Carrasco e CERR – Cerradão em Pernambuco e na Paraíba.	113

Figura 27 – Árvore filogénica de líquens obtida a partir da análise de máxima verossimilhança, considerando o alinhamento editado manualmente com sequências do mtSSU.	115
Figura 28 – Árvore filogenética de líquens obtida a partir de análise de máxima verossimilhança, considerando o alinhamento editado manualmente com sequências de ITS com 311 bp.	117
Figura 29 – Árvore filogenética de espécies de líquens obtida a partir da análise de máxima verossimilhança, do mtSSU, considerando o alinhamento reduzido com 551 bp.....	118
Figura 30 – Árvore filogenética de líquens indicando a posição de <i>Helminthocarpon</i> com base no alinhamento ITS reduzido em três posições na árvore de referência.	120
Figura 31 – Árvore filogenética baseada em sequências de mtSSU com 835 bp, utilizando membros apenas das famílias <i>Opegraphaceae</i> e <i>Roccellaceae</i> , além das seqüências de consulta.	121
Figura 32 – Árvore filogenética reduzida, baseada no mtSSU indicando a posição de <i>Piccolia conspersa</i> com alto valor de suporte na base do clado de <i>Leacanoromycetes</i> . Os valores de bootstrap são indicados acima dos ramos.....	122

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 – Áreas de coleta de material liquênico e as respectivas coordenadas geográficas...	51
Tabela 2 – Diversidade filogenética de comunidades de líquens utilizando o programa Phylocom. AMAZ=Amazônia; CAAT=Caatinga; CARR=Carrasco; CERR=Cerradão; BREJ=Brejos de Altitude; MATA=Mata Atlântica; REST=Restinga.	66
Tabela 3 – Média da distância filogenética entre cada táxon de uma amostra de líquen em relação a cada táxon da outra amostra, utilizando a distância média par-a-par (MPD). AMAZ=Amazônia; CAAT=Caatinga; CARR=Carrasco; CERR=Cerradão; BREJ=Brejos de Altitude; MATA=Mata Atlântica; REST=Restinga.	66
Tabela 4 – Distância do táxon mais próximo. AMAZ=Amazônia; CAAT=Caatinga; CARR=Carrasco; CERR=Cerradão; BREJ=Brejos de Altitude; MATA=Mata Atlântica; REST=Restinga. Valores acima de 3 indicam que muitas espécies não têm parentes próximos no outro bioma; valores abaixo de 2 indicam que muitas espécies apresentam um parente próximo no outro bioma;	67
Tabela 5 – Estrutura filogenética da comunidade de líquens (COMSTRUCT–WEBB, 2002), baseado na média de distância filogenética par-a-par (MPD) e na média de distância filogenética do táxon mais próximo (MNTD). AMAZ=Amazônia; CAAT=Caatinga; CARR=Carrasco; CERR=Cerradão; BREJ=Brejos de Altitude; MATA=Mata Atlântica; REST=Restinga. Valores de NRI positivos indicam aglomerado filogenético; valores negativos indicam super dispersão filogenética. Altos valores de NTI indicam que muitas espécies intimamente relacionadas no mesmo bioma; valores baixos ou negativos indicam que existem poucas espécies relacionadas no mesmo bioma.	67
Tabela 6 – Lista de espécies registradas nas áreas de coleta de material liquênico. CT=PARNA Catimbau - bioma: Caatinga; JAQ=RPPN Frei Caneca - bioma: Mata Atlântica; MP=Mata da Pimenteira - bioma: Caatinga; ST=REBIO Saltinho - bioma: Mata Atlântica; GA=REBIO Guaribas - Restinga (ecossistema associado ao bioma Mata Atlântica); MA=APA da Barra do Rio Mamanguape - bioma: Mata Atlântica; MT=Empresa Cristal Milênio - Restinga (ecossistema associado ao bioma Mata Atlântica); SN=REBIO Serra Negra - bioma: Caatinga.	69
Tabela 7 – Novas espécies de líquens registradas para a ciência durante este estudo. * Espécies publicadas. ** Espécies descritas nesse estudo*** Espécies com descrição em preparação. .	90

Tabela 8 – Lista de novas ocorrências de líquens crostosos coletados durante o estudo. AS=América do Sul; BR= Brasil; PE=Pernambuco; PB=Paraíba; RE=Restinga; CA= Caatinga; MA=Mata Atlântica..... 110

Tabela 9 – Lista de gêneros registrados durante o levantamento nos biomas do presente estudo que não apresentam sequências depositadas na base de dados do Genbank NCBI. *Táxons com obtenção de boas sequências de DNA neste estudo. 112

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO	19
2 FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA	21
2.1 FILOGENIA DE COMUNIDADES	21
2.2 OS BIOMAS ESTUDADOS	25
2.3 LIQUENS: CARATERIZAÇÃO, DISTRIBUIÇÃO E IMPORTÂNCIA ECOLÓGICA	28
2.4 PRINCIPAIS ESTUDOS SOBRE LIQUENS	33
2.5 FILOGENIA DE COMUNIDADES DE LIQUENS	36
2.6 PRINCIPAIS MARCADORES DO DNA UTILIZADOS NOS ESTUDOS MOLECULARES DE LIQUENS	38
2.7 CLASSIFICAÇÃO FILOGENÉTICA DOS LIQUENS	39
2.8 FILOGENIA DOS GÊNEROS <i>HELMINTHOCARPON</i> E <i>PICCOLIA</i>	44
3 OBJETIVOS	47
3.1 OBJETIVO GERAL	47
3.1.1 Objetivos específicos	47
4 MATERIAL E MÉTODOS	48
4.1 COMPILAÇÃO DE DADOS DOS REGISTROS DE LIQUENS PARA O NORTE E NORDESTE DO BRASIL	48
4.1.1 Áreas de estudos para o <i>checklist</i>	48
4.1.2 Revisão de literatura para <i>checklist</i>	48
4.2 ÁREAS DE COLETA	50
4.3 COLETAS E PROCESSAMENTO DO MATERIAL LIQUÊNICO	56
4.4 IDENTIFICAÇÃO DAS ESPÉCIES DE LIQUENS	56
4.5 CONSTRUÇÃO DOS CLADOGRAMAS	57
4.6 EXTRAÇÃO, PURIFICAÇÃO E SEQUÊNCIAMENTO DE DNA	59
4.7 ALINHAMENTO DAS SEQUÊNCIAS E ANÁLISE FILOGENÉTICA	60
4.8 FILOGENIA DE COMUNIDADES	62
5 RESULTADOS	64
5.1 FILOGENIA DE COMUNIDADES	64
5.2 TAXONOMIA DO MATERIAL COLETADO	68
5.2.1 Descrição de novas espécies de líquens para a ciência	90
5.3 LEVANTAMENTO DE LIQUENS PARA O NORTE E NORDESTE	112
5.4 ANÁLISE FILOGENÉTICA DE <i>HELMINTHOCARPON</i> E <i>PICCOLIA</i>	113

5.4.1 Gênero <i>Helminthocarpon</i>	113
5.4.2 Gênero <i>Piccolia</i>	121
6. DISCUSSÃO	123
6.1 FILOGENIA DE COMUNIDADES	123
6.2 TAXONOMIA DO MATERIAL COLETADO.....	127
6.3 TAXONOMIA DO LEVANTAMENTO DE LIQUENS PARA O NORTE E NORDESTE	129
6.4 ANÁLISE FILOGENÉTICA DOS GÊNEROS <i>HELMINTHOCARPON</i> E <i>PICCOLIA</i>	130
6.4.1 Filogenia de <i>Helminthocarpon</i> Fée	130
6.4.2 Filogenia de <i>Piccolia</i> A. Massal.	134
7 CONCLUSÕES	136
REFERÊNCIAS	137
APÊNDICE A – Táxons de Líquens registrados para o Norte e Nordeste do Brasil.	160
APÊNDICE B – Árvore filogenética construída no formato Newick baseada na literatura atual sobre a classificação de líquens	208
APÊNDICE C – Árvore filogenética de líquens obtida a partir de análise de máxima verossimilhança, considerando o alinhamento de sequências de mtssu com 1083 bp	211
APÊNDICE D – Árvore filogenética de líquens obtida a partir de análise de máxima verossimilhança, considerando o alinhamento com sequências de itscom 1492 bp	212
APÊNDICE E – árvore filogética de líquens baseado em its com <i>helminthocarpon</i> em três posições na árvore de referência	213
APÊNDICE F – Artigo publicado na revista Phytotaxa	214

1 INTRODUÇÃO

O estudo da distribuição geográfica de linhagens genealógicas é um ramo da biogeografia denominado filogeografia (AVISE, 2009; HICKERSON et al., 2010). A filogeografia é uma ciência relativamente nova e ainda pouco estudada no Brasil, especialmente com relação aos fungos, liquenizados ou não (MARTINS; DOMINGUES, 2011). Enquanto a filogeografia procura correlacionar a estrutura filogenética de uma espécie com sua distribuição, a filogenia de comunidades busca compreender, por meio da análise de dados morfológicos e moleculares, o desenvolvimento evolutivo de uma determinada comunidade (AMORIM, 2002). As informações obtidas são importantes para verificar as relações que possam existir entre espécies de uma mesma comunidade e/ou entre espécies de comunidades distintas (CIANCIARUSO et al., 2009; MADIGAN et al., 2004; WEBB et al., 2008) e analisar quais eventos e processos bióticos ou abióticos influenciaram, na distribuição, no tempo e no espaço, as espécies como as conhecemos atualmente (AVISE, 2009; MIYAKI, 2009; WEBB, 2000).

A principal diferença entre estudos estritamente filogeográficos e a análise filogenética de estrutura de comunidade é que o primeiro trabalha com redes baseadas em marcadores altamente variáveis no nível individual e populacional, geralmente para espécies únicas, enquanto a análise filogenética de estrutura de comunidades faz uso de árvores filogenéticas de múltiplas espécies com base em marcadores apropriados e pode, geralmente, ser feita com superárvores compiladas de dados filogenéticos (AVISE, 2009; WEBB, 2000).

Quando comparados com os dados sobre filogeografia publicados mundialmente, logo após o trabalho inicial de Avise et al. (1987), o número de publicações abordando a filogeografia de organismos neotropicais é pouco expressivo (MARTINS; DOMINGUES, 2011) e, apesar da região neotropical ser conhecida por sua megadiversidade, com cerca de 14% da biota mundial encontrada apenas no Brasil (LEWINSOHN & PRADO, 2005), ainda há poucos estudos nesse aspecto.

Entre os trabalhos sobre filogeografia realizados, há estudos com plantas vasculares (BATALHA-FILHO; MIYAKI, 2011) e pequenos mamíferos (COSTA, 2003; MIYAKI, 2009; RODRIGUES et al., 2005), peixes (CLARKE et al., 2015) e insetos (SANTOS JÚNIOR et al., 2015), enquanto que são raras as pesquisas com fungos e líquens, os quais foram objeto de estudo em zonas extratropicais (HALLING et al., 2008; LUMBSCH et al., 2008; WERTH, 2011). Na Europa, Widmer et al. (2012) pesquisaram sobre a distribuição de *Lobaria pulmonaria* (L.) Hoffm., assim como a espécie *Leptogium furfuraceum* (Harm.) Sierk teve sua filogeografia estudada a partir de espécimes oriundos de diversos países da Europa, África e

América do Sul; neste último continente, por exemplo, pensava-se que esta espécie nem existisse (OTÁLORA et al., 2010; 2013). A distribuição de *Xanthoparmelia pulla* (Ach.) O. Blanco, A. Crespo, Elix, D. Hawksw. & Lumbsch também foi discutida, sendo verificada uma superdispersão para a América do Sul e Austrália (PAZ et. al., 2012).

Até recentemente, acreditava-se que esses organismos eram formados apenas pela associação entre uma espécie de fungo (micobionte), uma alga e, ou cianobactéria (fotobionte), resultando em uma unidade biológica estável e autossuficiente (NASH, 2008; WEBSTER; WEBER, 2007). Entretanto, em recente estudo, Spribille et al. (2016) observaram basidiomicetos leveduriformes (*Cystobasidium*) no córtex de líquens alocados em cerca de 50 gêneros pertencentes à Parmeliaceae, o que modifica esse conceito no que diz respeito ao número de parceiros fúngicos presentes na simbiose. Porém, fazem-se necessários mais estudos para verificar a presença de Basidiomycetes leveduriformes em outras famílias de líquens.

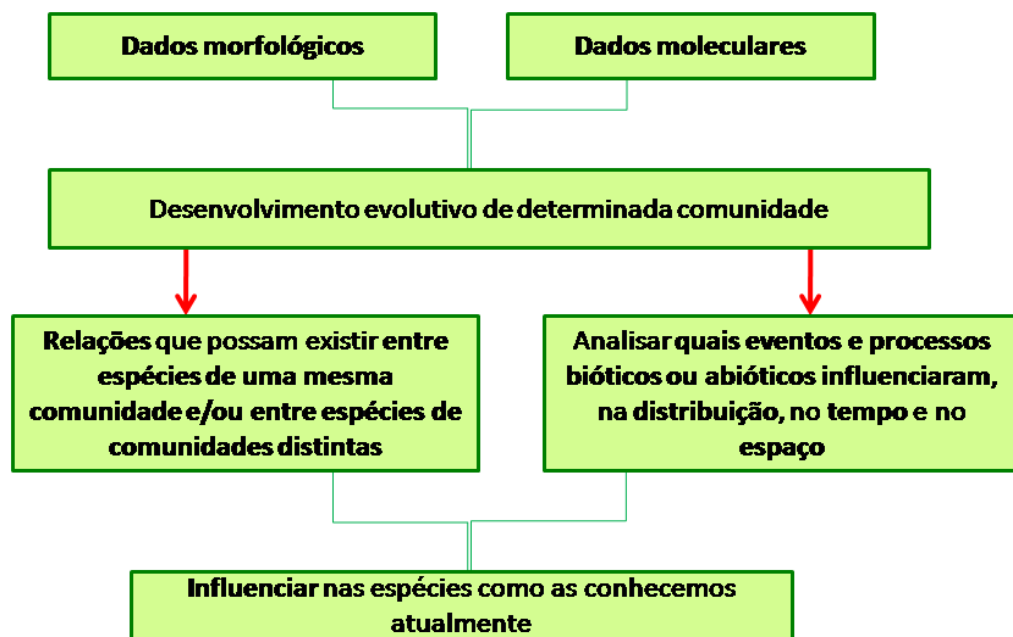
Dentre os diversos biomas ocorrentes no Brasil a Amazônia, a Mata Atlântica e a Caatinga, além de apresentarem alta diversidade de fauna e flora (PRADO, 2003; TABARELLI et al., 2005), também abrigam diversas espécies de líquens (CÁCERES, 2007). Diversos estudos taxonômicos sobre líquens foram realizados nestes biomas (APTROOT et al., 2013; CÁCERES, 2007; CÁCERES et al., 2008a,b; CAVALCANTE, 2012; KOCH, 2012; LIMA et al., 2013a,b; OLIVEIRA, 2008; RODRIGUES, 2012; SANTOS, 2012). Além destes principais biomas, algumas partes das regiões Norte e Nordeste do Brasil contém pequenos fragmentos de vegetação denominada Carrasco, considerado por alguns autores como um tipo de vegetação de transição entre o Cerrado e a Caatinga e por outros um tipo de vegetação separado (ARAÚJO et al., 1998). Além disso, partes da Mata Atlântica ocorrem em solos arenosos com vegetação mais aberta chamada de Restinga (CONAMA, 1996). Os Brejos de Altitude nordestinos são definidos por Pôrto; Cabral; Tabarelli (2004) como sendo encaves da Mata Atlântica, formando ilhas de floresta úmida em plena região semi-árida cercadas por vegetação de Caatinga, tendo uma condição climática bastante atípica com relação à umidade, temperatura e vegetação.

2 FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA

2.1 FILOGENIA DE COMUNIDADES

A filogenia de comunidades é parte de uma área de estudo denominada filogeografia (AVISE et al., 1987), que trata dos princípios e processos que determinam a distribuição geográfica de linhagens genealógicas a nível de espécies (AVISE, 2009; HICKERSON et al., 2010). Em um sentido estrito, se refere ao estudo de populações em um entorno ecogeográfico, usando métodos como redes de haplótipos e sua organização espacial. A análise e interpretação desses dados requer a utilização de diversos campos de conhecimento como a sistemática filogenética, que estuda as relações filogenéticas entre espécies fora do contexto ecológico, a paleontologia, a história geográfica, a geologia, dentre outras, com o objetivo de fazer o mapeamento da genealogia de um gene de interesse particular no tempo e no espaço (AVISE, 2000) (Figura 1).

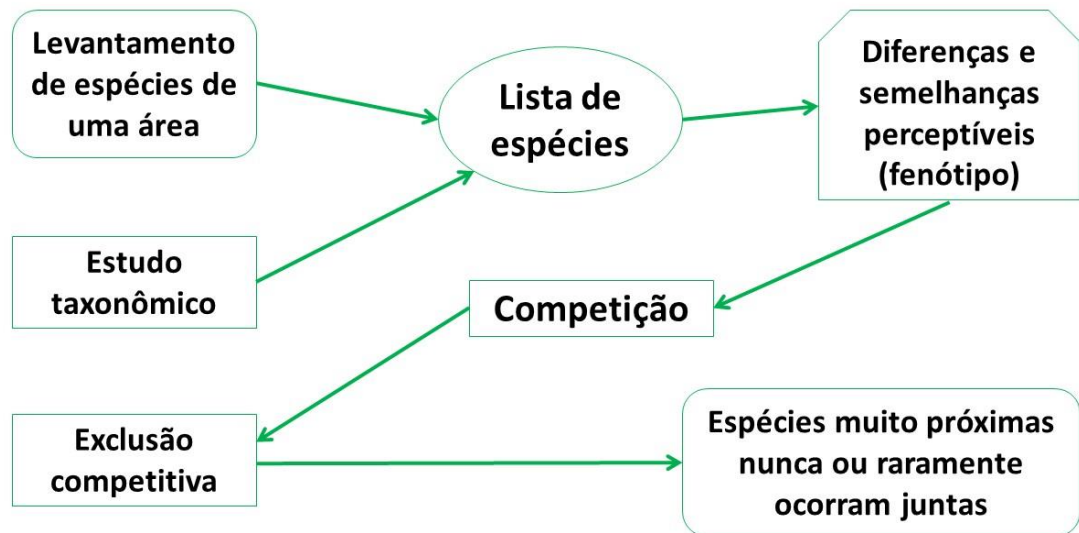
Figura 1 — Esquema sobre qual o objeto de estudo da filogenia de comunidades.



Fonte: Baseado nos trabalhos de Avise, 2009; Webb, 2000; Miyaki, 2009.

Nos estudos de filogenia de comunidades é possível utilizar três formas (parâmetros) para medir essas diferenças: a primeira delas é através da análise da estrutura filogenética das assembleias de comunidades, onde a maneira como as espécies interagem dentro das comunidades estão relacionadas às diferenças e semelhanças perceptíveis (fenótipo), que podem gerar a competição levando a exclusão competitiva, o que faz com que espécies muito próximas nunca ou raramente ocorram juntas (SOBRAL, 2012) (Figura 2).

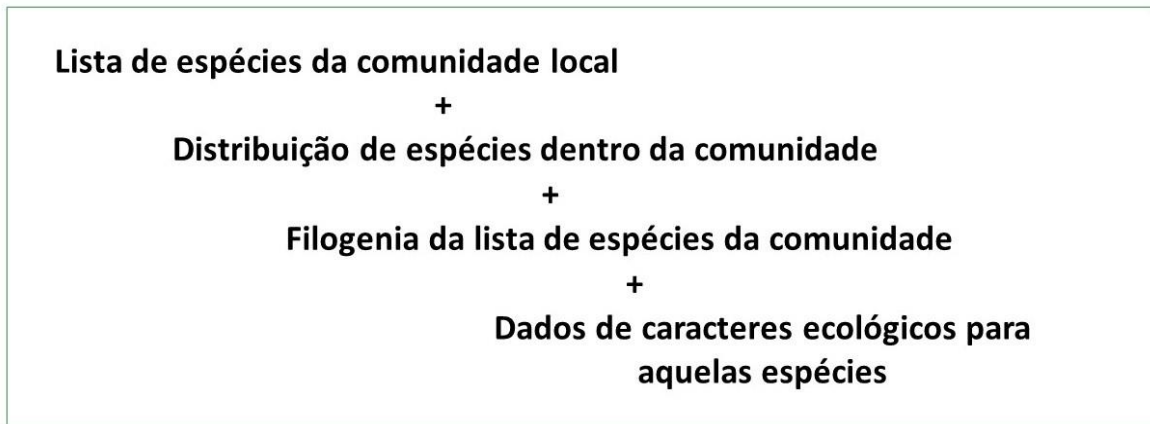
Figura 2 — Esquema de como é feito o estudo análise da estrutura filogenética de comunidades.



Fonte: Baseado nos trabalhos de Webb, 2000; Webb, 2008; Sobral, 2012.

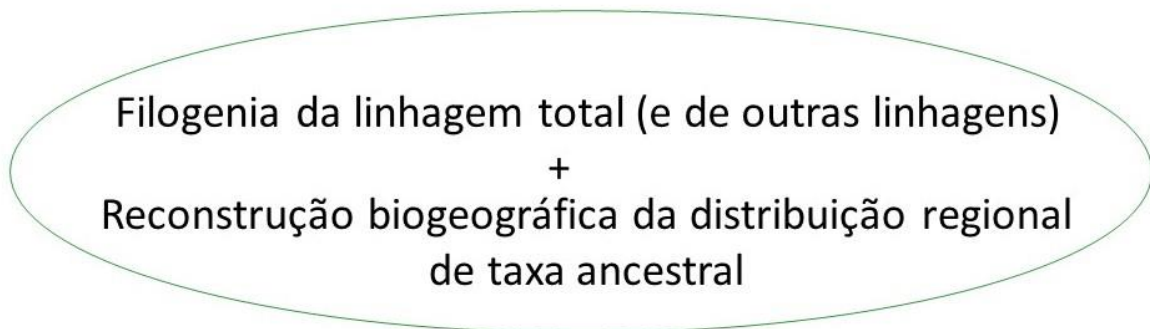
A segunda é através da exploração das bases filogenéticas de estrutura do nicho comunitário, onde é feita a análise da composição de espécies das comunidades, ou seja, um estudo de como cada uma delas está se relacionando dentro dos nichos ecológicos que ocupam e entre as mesmas (Figura 3); e também por meio de um levantamento da distribuição filogenética das espécies das comunidades envolvidas no estudo (Figura 4). Desta forma é possível observar quais processos evolutivos foram determinantes para a disposição das espécies que compõem as comunidades em estudo (WEBB, 2002). E por fim, com a adição de um contexto comunitário para traçar as características evolutivas e biogeográficas (WEBB, 2002). Esse contexto se refere às condições ancestrais sobre as quais essas comunidades se originaram, como uma busca pela história do ambiente em que essas comunidades se formaram.

Figura 3 — Exploração das bases filogenéticas (composição e distribuição filogenética de espécies das comunidades), de forma que seja possível observar quais processos evolutivos foram determinantes para a disposição das espécies que compõem as comunidades em estudo.



Fonte: WEBB, 2002.

Figura 4 — Características evolutivas e biogeográficas - adição de um contexto comunitário (condições ancestrais).



Fonte: WEBB, 2002.

Trabalhos existentes de filogeografia usualmente estudam a evolução de plantas e de animais (WEBB, 2000). Por exemplo, através de análise filogeográfica de DNA dos cloroplastos de 19 populações de jacarandá (*Dalbergia nigra* Vellozo) na Mata Atlântica, Ribeiro et al. (2011) observaram a presença de 15 haplótipos que formaram três grupos filogeográficos, sendo que dois desses, apresentaram populações maiores.

Em animais, espécies de *Marmosops* Matschie, marsupial (Didelphidae) tiveram sua filogenia e distribuição geográfica estudadas em áreas de Cerrado no Maranhão onde, após análise molecular de sequências do gene mitocondrial citocromo B dos espécimes coletados e mais 34 sequências (oito desta espécie) e 26 de outros táxons deste gênero, obtidas no Genbank, verificou-se a existência de divergência intraespecífica entre os espécimes de *Marmosops pinheiroi* (Pine) registradas no Maranhão, e as registradas no Pará, na Guiana Francesa, Guiana e Suriname. Entretanto, ocorre a formação de um clado bem suportado, com os espécimes do

Maranhão e do Pará, revelando um agrupamento entre espécimes do Norte e Nordeste do Brasil (NASCIMENTO et al., 2015).

Silva; Batalha (2009a), ao analisarem a estrutura filogenética de comunidades de plantas em quatro áreas de Cerrado do sudeste do Brasil através da filogenia e de uma lista de espécies (espécies amostradas), registraram 103 espécies e verificaram que havia superdispersão filogenética (*phylogenetic overdispersion*) dessas plantas em áreas deste bioma. A distância filogenética das plantas estudadas no Cerrado foi de 2.546 milhões de anos, e o índice de parentesco líquido foi negativo ($-3,784 \pm 1,087$), o que significa que as espécies co-ocorrentes são menos relacionadas filogeneticamente do que ao acaso. Explicam ainda, que essa superdispersão pode ser resultante da competição entre espécies mais relacionadas, da especiação ecológica e também do ataque de herbívoros ou patógenos especialistas.

Em estudo sobre o grau de especificidade entre orquídeas e seus hospedeiros e a estrutura filogenética de ambos, observou-se que o grau de especificidade é baixo e que não havia correlação significativa (SILVA et al., 2010). Contudo ao avaliar como a estrutura filogenética de plantas responde aos gradientes espaciais e ambientais em 45 parcelas de floresta de Araucária, Duarte et al. (2012) verificaram que o estudo das variações desses gradientes em separado possibilitou a compreensão de que fatores ambientais (altitude e temperatura média anual) explicam melhor a estrutura filogenética do que os espaciais. Ao mesmo tempo, a variação da estrutura ambiental explica cerca de um terço da variação total na estrutura filogenética e os filtros espaciais estavam mais relacionados aos gradientes ambientais. Santos et al. (2010) verificaram que espécies arbóreas presentes nas bordas de fragmentos de florestas sofrem maior perda de diversidade filogenética do que as presentes no interior dos fragmentos, por causa dos desmatamentos e fragmentação.

Em outro estudo, Silva; Batalha (2009b) realizaram testes de estrutura filogenética espacial e divergência funcional em árvores do Cerrado, desta vez utilizando uma matriz de dados de características funcionais das árvores mais detalhada (altura, diâmetro, capacidade de reprodução, biomassa, dentre outros) onde cada um desses valores, para cada espécie, foi expresso como média e uma árvore filogenética das espécies amostradas foi gerada baseada em estudos moleculares anteriores. Esses autores avaliaram que a superdispersão filogenética encontrada é resultado de três fatores: exclusão competitiva entre as espécies relacionadas; à ataques de herbívoros e insetos e à especiação ecológica.

A filogenia de comunidades de líquens foi estudada apenas no México (LÜCKING et al., 2016), e somente com relação à Parmeliaceae. Neste estudo, foi observada alta diversidade filogenética em áreas de floresta temperada, e baixa em áreas mais secas que apresentaram

aglomerados filogenéticos de espécies com altos valores do índice de relacionamento líquido, indicando que as espécies ali registradas apresentam grupos de táxons dominantes.

2.2 OS BIOMAS ESTUDADOS

O Brasil abrange seis biomas: o Cerrado, o Pantanal, o Pampa, a Amazônia, a Mata Atlântica, e a Caatinga (IBGE, 2004). Os três últimos dominam grande parte das regiões Norte e Nordeste do país, e constituem um sistema de vegetação sujeito a múltiplas mudanças paleoclimáticas, que ocorreram especialmente durante o pleistoceno, onde houve uma alternância entre a presença de vegetação úmida e mata seca de diferentes formas (BARRETO et al., 2002; MEIRELES et al., 2005). Na Amazônia, Caatinga e Mata Atlântica, objetos principais desse estudo, e que serão caracterizados adiante, diversos estudos foram realizados sobre a diversidade líquênica e a ecologia desses simbiontes.

Pennington; Lewis; Ratter, (2006) e Pennington; Prado; Pendry, (2000), classificaram como Floresta Tropical Sazonalmente Seca as áreas onde ocorrem chuvas abaixo de 1.600 mm por ano e que recebem precipitação abaixo de 100 mm durante cinco a seis meses do ano. A Caatinga e o Cerrado estão inseridos dentro dessa categoria, onde predominam a vegetação do tipo decídua com árvores apresentando copas contínuas, além de apresentarem poucas gramíneas e solos férteis. A exclusividade do bioma Caatinga se dá pelo fato do bioma estar inserido totalmente em território brasileiro e possuir parte da flora distinta das demais áreas, não sendo encontrada em nenhuma outra parte do mundo (AB'SABER, 1994/1995; 2003). O bioma abrange, na sua totalidade, cerca de 826.000 km², estando presente em todos os estados do Nordeste do país e uma porção ao norte de Minas Gerais (MMA, 2011a).

A Caatinga apresenta clima semiárido e elevado grau de endemismo (SILVA et al., 2003), e ainda, enclaves de outros tipos vegetacionais, como Brejos de altitude (floresta estacional semidecidual montana pertencente ao bioma Mata Atlântica), Campos Rupestres, Carrasco e outros. Com pluviosidade em torno de 268 a 800 mm (AB'SÁBER, 1994), esse bioma abriga alta biodiversidade, não apenas de répteis e mamíferos, mais também de plantas, fungos, algas (ARAÚJO et al., 2005) e líquens (LIMA, 2013; MENEZES, 2011).

A Caatinga é caracterizada pela presença de dois períodos de estiagem e chuvas esparsas, vegetação do tipo savana-estépica (ANDRADE-LIMA, 1981; VELOSO et al., 1991; IBGE, 2004), na grande maioria de porte arbustivo arbóreo (BERNARDES, 1999), herbáceo, com presença de bromélias, cactos, dentre outros (PRADO, 2003). Os solos da Caatinga são geralmente rasos (10 a 30 cm), podendo em algumas áreas chegar a 80 cm; alguns locais podem

apresentar solos profundos, com mais de 1 m de profundidade (ARAÚJO FILHO et al., 2000; SAMPAIO, 2010) e pedregosos (BERNARDES, 1999).

A maioria dos rios desta região é intermitente e juntamente com os poucos rios perenes como o São Francisco, formam a bacia hidrográfica que apresenta longos períodos de estiagem, elevadas médias de temperatura, variando entre 25°C e 30°C, alta incidência solar e baixo teor de umidade, fatores que também delimitam o bioma (PRADO, 2003; SAMPAIO, 2010). Nesta região de semiárido as altitudes são em geral baixas; entretanto, alguns pontos chegam a 2.000 m (SAMPALIO, 2010).

As grandes ameaças à Caatinga são a agricultura, as áreas de pastagem e o extrativismo, que levam à redução da cobertura vegetal nativa e perda de espécies vegetais (SILVA et al., 2003). Estas atividades, junto com o desmatamento, têm levado a diminuição anual (no período de 2008-2009) de 1.921,18 km² de área, representando uma redução de 45% de sua vegetação (MMA, 2011a).

Não existe um consenso sobre a definição de Carrasco e segundo Araújo et al. (1998) esse é um tipo de vegetação possivelmente transicional entre a Caatinga e o Cerrado. Apresenta vegetação do tipo xerófila, plantas caducifólias, com estrato arbóreo mais denso e maior quantidade de indivíduos, além de não apresentar muitas cactáceas e bromélias (ANDRADE-LIMA, 1978).

O Cerradão é um tipo vegetacional do Cerrado, e distingue-se dele por apresentar diferente composição da flora e porte mais denso devido à presença de solos mais profundos, úmidos e férteis, com estrutura que vai do estrato herbáceo à árvores que chegam a 18 m (ALENCAR; SILVA; BARROS, 2007).

A Amazônia é o maior bioma brasileiro, com 4.196.943 milhões de km², ocupando quase 50% do território nacional (SERVIÇO FLORESTAL BRASILEIRO, 2010) e abrangendo os estados do Acre, Amapá, Amazonas, Pará, Roraima, e parte do Maranhão, Mato Grosso, Rondônia e Tocantins. Também ocupa parte dos territórios de países como a Bolívia, Colômbia, Equador, Guiana, Guiana Francesa, Peru, Suriname e Venezuela (MMA, 2006).

A Amazônia é a maior floresta tropical úmida do mundo, com grande diversidade genética (Instituto Brasileiro de Florestas - www.ibflorestas.org.br/bioma-amazonico.html; www.mma.gov.br/biomas/amazonia). O regime de chuvas é constante e as temperaturas variam entre 22°C e 28°C, caracterizando o clima equatorial úmido. Os solos são arenosos e com baixa fertilidade, apesar da exuberância de sua cobertura florestal. A vegetação é caracterizada por apresentar florestas estacionais, decíduas, semidecíduas, ombrófilas e savanas, com a presença

de inúmeras espécies de mamíferos, répteis, anfíbios, aves e peixes, além de uma flora composta por mais de 30 mil espécies de plantas (CARNEIRO FILHO; SOUZA, 2009).

O bioma Amazônia apresenta a maior bacia hidrográfica do mundo, que banha sete países da América do Sul e corresponde à maior reserva de água doce do planeta, o que corresponde a 15%. Esta importante bacia hidrográfica tem cerca de 6 milhões de km² de extensão e mais de mil afluentes, sendo o rio Amazonas o principal rio deste bioma, que recebe milhares de afluentes que cortam toda a região e deságua no mar (CARNEIRO FILHO; SOUZA, 2009).

A Amazônia vem sofrendo processos de desmatamento, garimpagem, agro-pastagem, biopirataria e pesca predatória, que tem ocasionado significativa perda de biodiversidade (INSTITUTO BRASILEIRO DE FLORESTAS - <http://www.ibflorestas.org.br/pt/bioma-amazonico.html>). Apenas com o desmatamento cerca de 16% de sua área já foi perdida (CONSERVAÇÃO INTERNACIONAL, 2003).

A Mata Atlântica possui área original de 1.103.961 km², porém, até 2002, já apresentava 834.875 km² de sua área desmatada, representando a perda de 75% de sua cobertura vegetal, assim como de inúmeras espécies, inclusive endêmicas, muitas provavelmente ainda não conhecidas (MMA, 2012). Possui diversas fitofisionomias devido a características do solo, relevo, níveis pluviométricos, assim como a proximidade com o litoral. Uma grande variedade de espécies vegetais e animais é registrada neste bioma, considerada um hot spot da biodiversidade do planeta (MYERS et al., 2000), e que abriga mais de 120 milhões de habitantes (IBGE, 2010).

O grande impacto antrópico (fragmentação dos remanescentes florestais, assoreamento e desmatamento) neste bioma, tem contribuído para que a temperatura, o clima, e o regime de chuvas sejam alterados, impactando diretamente a biodiversidade e a qualidade de vida das populações que estão inseridas neste contexto (MMA, 2007). A ampla rede de bacias hidrográficas é composta por rios como o São Francisco, Paraná, Tietê, Paraíba do Sul, dentre outros que são importantes para a agricultura, indústrias e abastecimento humano. A manutenção e conservação das formações florestais deste bioma são importantes, pois regulam o fluxo d'água nos rios e a formação de mananciais que influenciam na produtividade do solo, na temperatura local e contribuem para a proteção da cobertura vegetal (MMA, 2011a).

Brejos de Altitude segundo Pôrto; Cabral; Tabarelli (2004) são enclaves de Floresta de Mata Atlântica localizados na região semi-árida, cercados pela vegetação de Caatinga, com níveis de chuva acima de 1000 mm/ano, e são caracterizados pela presença da Floresta semidecidual montana.

A Restinga é composta por um mosaico vegetacional que abrange desde a vegetação herbácea até a arbustiva, fechadas ou abertas, e as florestas, que não chegam a ultrapassar 20 m (SILVA, 1999). Está localizada na costa litorânea que vai desde o litoral amazônico até o litoral do Rio Grande do Sul e está associada à Mata Atlântica (MMA, 2002).

2.3 LIQUENS: CARATERIZAÇÃO, DISTRIBUIÇÃO E IMPORTÂNCIA ECOLÓGICA

A natureza simbiótica dos líquens foi descoberta em 1867 pelo botânico suíço Simon Schwendener, que percebeu que se tratavam de fungos conectados à algas (HONEGGER, 2000; LÜCKING; LUMBSCHE, 2014). Nesta associação, o micobionte (fungo) produz diversos metabólitos secundários, denominados ácidos liquênicos, como os ácidos úsnico e norstético, além de outras substâncias como lactonas, dibenzofuranos e antraquinonas (ALEXOPOULOS et al., 1996; FLEIG et al., 2008), que apresentam ação antibacteriana e fungicida, participando também da ciclagem de compostos atmosféricos como o nitrogênio, auxiliando na manutenção dos ecossistemas (AHMADJIAN, 1993; NASH, 2008). Além disso, os líquens são importantes biomonitores e bioindicadores de poluição do ar, qualidade ambiental e continuidade ecológica (BLASCO et al., 2008; HAWKSWORTH et al., 2005; LEONARDO et al., 2010).

O fotobionte (alga e/ ou cianobactérias), por sua vez, produz oxigênio através da fotossíntese e fornece compostos orgânicos para o fungo e para seu próprio consumo (PURVIS, 2000). As algas e/ou cianobactérias são beneficiadas na associação pela estrutura formada pelo fungo, que fornece abrigo à luz excessiva e pela possibilidade de se estabelecer em ambientes secos (PURVIS, 2000).

A grande maioria das espécies de líquens está inserida no filo Ascomycota que é o maior grupo de fungos (HAWKSWORTH, 1995; KIRK et al., 2008). O número de espécies conhecidas para este filo é de 65.000 espécies descritas, inseridas em 6.100 gêneros (JAKLITSCH et al., 2016). Lücking et al. (2017) atualizaram para mais de 19.000 o número de espécies de líquens, distribuídas em 995 gêneros. Estima-se, porém, que a maioria das espécies de Ascomycota ainda esteja por ser descoberta, o que tornaria este número cerca de 15 a 30 vezes maior (HAWKSWORTH, 2001; JAKLITSCH et al., 2016). Além disso, atualmente, cerca de 27% do total das espécies conhecidas de Ascomycota são liquenizadas (JAKLITSCH et al., 2016; LÜCKING et al., 2017).

Essa associação é considerada por alguns autores um parasitismo controlado (PURVIS, 2000; WILL-WOLF et al., 2004) e, por outros, uma relação de parasitismo obrigatório (XAVIER-FILHO; RIZZINI, 1976). Há também autores que utilizam o termo "fazendeiros" para definir esta relação entre o micobionte e o fotobionte, pelo fato de o fungo cultivar as algas

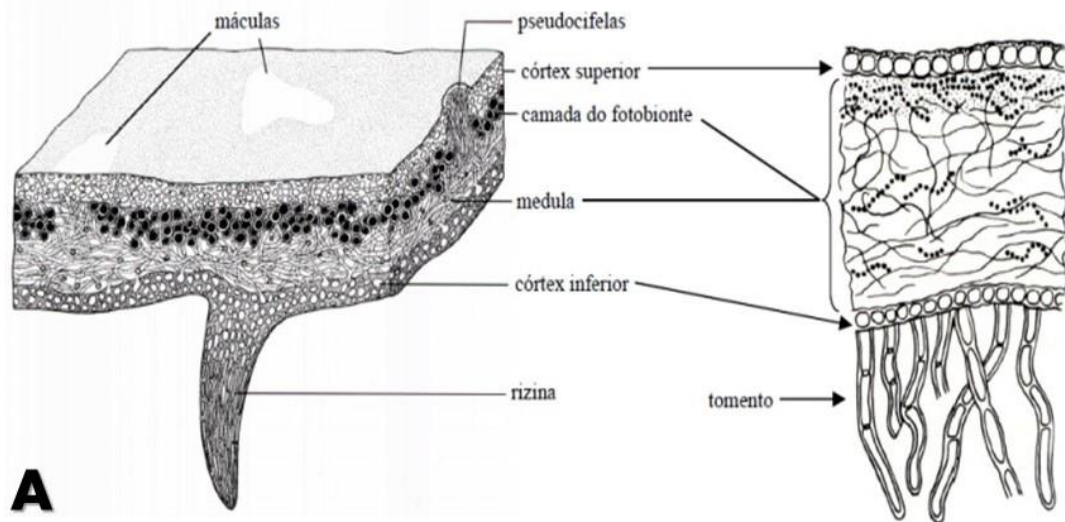
presentes na associação (LÜCKING; LUMBSCH, 2014), além do fotobionte ter seu tempo de reprodução e crescimento reduzidos pela presença do fungo, e pela dependência do fungo dos produtos resultantes da fotossíntese realizada pelo fotobionte. Assim, o parceiro fúngico não é encontrado em vida livre (formando o corpo de frutificação) na natureza. Desta forma, o micobionte absorve do fotobionte carboidratos resultantes do processo fotossintético. Quando estes fotobiontes são algas verdes, as substâncias absorvidas são polióis; quando os fungos são associados a cianobactérias, os fungos absorvem glicose (PURVIS, 2000; NASH, 2008).

Como mencionado anteriormente, Spribille et al. (2016) observaram CONTIGS de metatranscriptoma de RNA ribossomal de *Cystobasidium*, um basidiomiceto leveduriforme, no córtex de líquens de 52 gêneros de família Parmeliaceae. O que trouxe uma nova discussão sobre quantos organismos compõem a simbiose. Assim, os líquens podem vir a serem definidos como uma simbiose entre fungos (micobiontes) pertencentes a Ascomycota e/ou Basidiomycota, e espécies de algas e/ou cianobactérias (fotobionte), estabelecendo uma unidade biológica com morfologia estável, complexa e peculiar, denominada talo liquênico (ALEXOPOULOS et al., 1996; KIRK et al., 2008; NASH 2008; WILL-WOLF et al., 2004).

A nomenclatura dos líquens é baseada no micobionte de acordo com o Código Internacional de Nomenclatura para Algas, Fungos e Plantas (MCNEILL et al., 2012). Os fotobiontes, sejam algas ou cianobactérias, possuem classificação própria dentro do seu grupo taxonômico. As características estruturais do talo liquênico são produzidas pelo micobionte, mas apenas na associação é que a morfologia característica é construída e distinguida, pois ao realizar o cultivo de um líquen em meio de cultura, o fungo participante da simbiose cresce formando colônias como um fungo não liquenizado, da mesma forma a alga, não havendo a formação do talo liquênico (WILL-WOLF et al., 2004; FLEIG et al., 2008).

De maneira geral, são definidas, três principais categorias morfológicas do talo liquênico: folioso, fruticoso e crostoso (NASH, 2008; GOWARD et al., 1994), podendo haver variações como o talo esquamuloso que é considerado um tipo intermediário entre o talo crostoso e o folioso, com maior complexidade (NASH, 2008). O talo folioso (Figura 5) apresenta camadas bem definidas, com estrutura formada pelo córtex superior, que funciona como uma superfície de proteção, por uma camada de fotobionte, e pela medula, com hifas frouxamente organizadas e poucas algas dispersas, e

Figura 5 — Morfologia do talo folioso. A ilustração do corte transversal do talo e indicação das estruturas; B e C. *Parmotrema perlatum* (Huds.) M.Choisy.

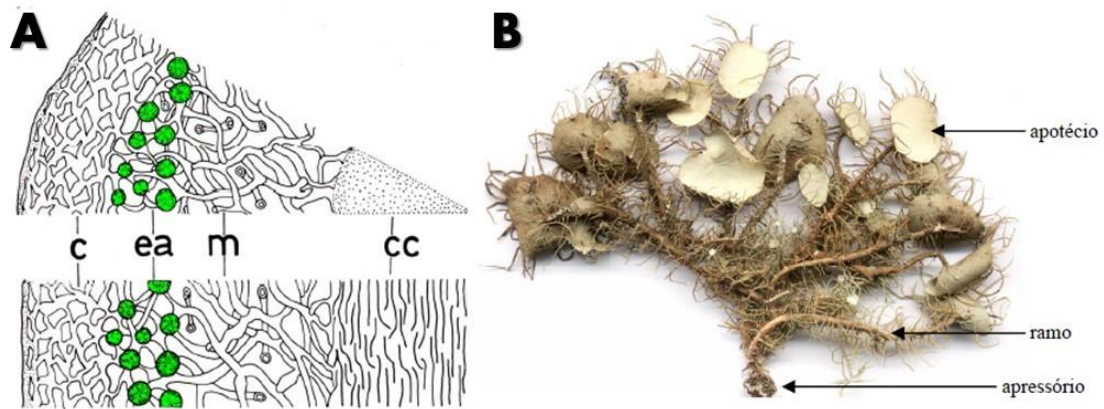


Fonte: A. Spielmann, 2006; B e C. British Lichens -disponível em: http://www.lichens.lastdragon.org/Parmotrema_perlatum.html Acesso em: mai. 2018.

por uma camada inferior denominada córtex inferior, o qual pode apresentar estruturas chamadas rizinas e/ou tomento, para a aderência do talo ao substrato. O talo folioso, na maioria das espécies, pode ser retirado com facilidade do substrato (HALE, 1979).

O talo fruticoso (Figura 6) se assemelha a pequenos arbustos, podendo ser prostrado, ereto, pendente, e com simetria radial; em corte transversal são cilíndricos e achatados. Como exemplos mais comuns, em áreas tropicais, tem-se os gêneros *Usnea*, *Ramalina* e *Teloschistes* (WEBSTER; WEBER, 2007; APTROOT; SCHUMM, 2008).

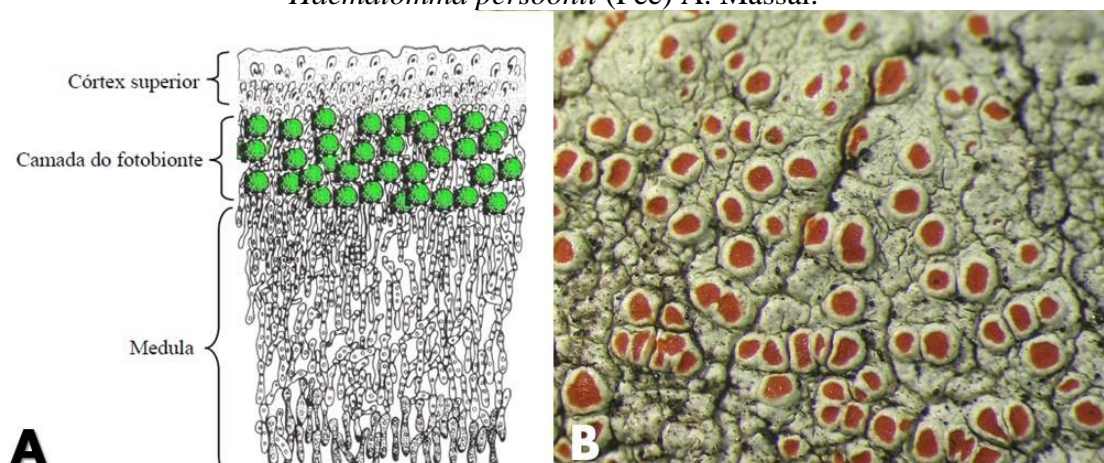
Figura 6 — Morfologia do talo fruticoso: A. Corte transversal do ramo do talo onde (c) indica o córtex, (ea) a camada de algas, (m) a medula e (cc) o córtex central; B. talo fruticoso com apotécios.



Fonte: Spielmann, 2006.

O talo crostoso (Figura 7) apresenta-se intimamente ligado ao substrato pela medula e pode estar ou não bem delimitado no substrato. Neste tipo não há córtex inferior (CARLILE et al., 2001; NASH, 2008). O talo esquamuloso, tipo intermediário entre o talo crostoso e o folioso, com maior complexidade (NASH, 2008), é formado a partir de pequenos lóbulos ou escamas com cerca de 1,0 cm². Possui a mesma estrutura do tipo folioso, com exceção da ausência de rizinas no córtex inferior, e está fixado no substrato através de uma porção central do córtex inferior. Alguns autores ainda estabelecem mais um tipo de talo denominado dimórfico, onde o líquen passa por dois tipos de talos até chegar à forma madura, combinando-se entre os tipos crostoso-fruticoso ou esquamuloso-fruticoso, como ocorre no gênero *Normandina* (GOWARD et al., 1994; BRODO, 2001).

Figura 7 — Morfologia do talo crostoso. A. Corte transversal do apotécio; B. Talo de *Haematomma persoonii* (Fée) A. Massal.



Fonte: A. Spielmann, 2006; B. Cáceres, 2007.

O substrato é muito importante na classificação desses simbioses. Dentro dos ecossistemas, os líquens que crescem sobre o solo são denominados terrícolas; quando sobre rochas são chamados saxícolas; sobre folhas são foliícolas; sobre o córtex de árvores, corticícolas; e quando crescem sobre musgos recebem o nome de muscícolas (SPIELMANN, 2006). Em ambientes aquáticos, Kulikova et al., (2011) relataram o crescimento de espécie de *Verrucaria* sobre rochas imersas em águas rasas no lago Baikal, na Federação Russa, causando a decomposição das rochas pela penetração do talo e deixando elementos como cálcio, potássio, ferro, alumínio, magnésio e outros “desprendidos” para outros organismos presentes.

Como não dependem fisiologicamente, ou seja, não retiram nenhuma substância do substrato onde ocorrem, os líquens, de modo geral, podem crescer em qualquer tipo de substrato (como objetos plásticos, metálicos, lápides de cemitérios e muros), desde que tenham permanecido tempo suficiente sem sofrer perturbações, como por exemplo alto índice de poluição (PURVIS, 2000). Entretanto algumas poucas espécies podem ter representantes encontrados em mais de um tipo de substrato, como por exemplo algumas espécies do gênero *Strigula*, registradas no córtex de árvores e em folhas.

Líquens e briófitas são pioneiros na colonização de rochas nuas (SCHNEIDER, 1904; LUMBSCH; LEAVITT, 2011), e pioneiros na sucessão ecológica em áreas naturais (SMITH, 1921; HALE, 1961). Ainda são capazes de absorver alguns compostos presentes na atmosfera e acumulá-los, constituindo-se importantes bioindicadores e biomonitores da qualidade ambiental (COCCARO, 2001).

Estão distribuídos em todos os ecossistemas terrestres (PURVIS, 2000), desde os mais quentes e áridos, como desertos, aos mais frios como a floresta Boreal ou de Coníferas, e Antártica (KAPPEN, 2000; SØCHTING; CASTELLO, 2012). Porém, a distribuição das espécies está diretamente relacionada com a temperatura do ambiente e com a disponibilidade de água no mesmo (NASH, 2008).

O crescimento do líquen é determinado pela produção de carboidratos do fotobionte. Logo, depende de fatores que otimizam a fotossíntese, os quais podem ser limitantes para a ocorrência de certos tipos de líquens. Por exemplo, os macrolíquens foliosos acumulam a maior biomassa entre todos os tipos de crescimento líquênico e, portanto, dependem de uma combinação ótima de temperatura, umidade e luz; geralmente crescem melhor em climas temperados, com alta precipitação e em ambientes abertos. Os macrolíquens fruticosos são adaptados a condensar água em saturação do ar atmosférico e são encontrados, principalmente, em situações onde a precipitação se dá em forma de neblina ou nuvens. Os microlíquens

crostosos, por sua vez, produzem pouca biomassa e, por isso, podem crescer onde há limitação de luz, temperatura ou umidade; geralmente, predominam em climas muito quentes ou muito frios, em microhabitats sombreados e em áreas muito secas (PURVIS, 2000; NASH, 2008).

A determinação de quais tipos predominam em cada ambiente está diretamente relacionada a diversos fatores como: clima, temperatura, altitude, textura da casca do hospedeiro, dentre outros. Levantamentos taxonômicos da biota líquênica aliados aos estudos de ecologia, têm permitido a observação de que em florestas úmidas como a Amazônia, algumas espécies das ordens Arthoniales, Ostropales (Graphidaceae) e Lecanorales são as mais abundantes (APTROOT et al., 2008; CÁCERES et al., 2014a).

Na Caatinga, predominam espécies de Arthoniaceae (*Arthonia* e *Cryptothecia*), Caliciaceae (*Amandinea*, *Bacullifera*), Graphidaceae (*Graphis* e *Phaeographis*), Lecanographaceae (*Alyxoria*, *Lecanographa*), Lecanoraceae (*Lecanora*, *Lecidella*), e Trypetheliaceae (*Polymeridium* e *Trypethelium*) (CAVALCANTE, 2012; LIMA, 2013; MENEZES, 2013). No bioma Mata Atlântica, os gêneros mais abundantes são *Sarcographa* (Graphidaceae), *Porina* (Porinaceae), *Malmidea* (Malmideaceae), *Pyrenula* (Pyrenulaceae), *Bacidia* (Bacidiaceae) (CÁCERES, 2007). Como a presença e a composição de líquens dependem, em grande parte, de fatores abióticos e menos dos parâmetros bióticos, como a composição de espécies arbóreas, a questão de como os líquens característicos da Amazônia, Caatinga e Mata Atlântica estão filogeneticamente relacionados é fundamental para a compreensão da evolução da líquenobiota nesses biomas. Por exemplo, com base em fatores abióticos, seria de esperar que as biotas de líquens da Amazônia e da Mata Atlântica fossem semelhantes, diferindo daquela da Caatinga. Por um outro lado, a proximidade e ligação paleoecológica entre a Mata Atlântica e Caatinga sugerem relações evolutivas entre os líquens destes dois biomas (BUSO JR et al., 2016).

2.4 PRINCIPAIS ESTUDOS SOBRE LIQUENS

O conhecimento sobre os líquens crostosos, os quais representam a maior diversidade de líquens tropicais (LÜCKING et al., 2009), tem aumentado consideravelmente na última década, principalmente no Nordeste do Brasil, englobando a Mata Atlântica, a Caatinga (CAVALCANTE, 2012; DANTAS, 2016; MENDONÇA, 2014; RODRIGUES, 2012), e também a Amazônia (APTROOT et al., 2013a). Isso aconteceu pela necessidade de explorar e conhecer a diversidade de líquens nos ecossistemas, bem como de aumentar o número de novos pesquisadores. Em termos científicos tem-se o aumento de pesquisa que aborde esses organismos e os dados gerados podem ser utilizados na implementação de políticas de

preservação e conservação dos biomas. No entanto, estima-se que um grande número de espécies ainda esteja por ser descoberto. Diversos trabalhos foram realizados nos últimos anos sobre a diversidade e ecologia de fungos crostosos em Pernambuco (CÁCERES, 1999; 2000; CÁCERES e LÜCKING, 2000; CÁCERES et al., 2013; LIMA et al., 2013 a,b), no Nordeste brasileiro (CÁCERES et al., 2007; CÁCERES et al., 2008a,b e 2014; OLIVEIRA, 2008), e na Amazônia (APTROOT et al., 2016a; CACERES et al., 2016c); APTROOT e CÁCERES, 2013; CÁCERES et al., 2012) porém ainda há muitos aspectos a serem explorados., tal como a relação entre luminosidade e riqueza de espécies por exemplo.

A ecologia e ecogeografia de líquens crostosos foram estudadas em vários trabalhos. Pardow (2007) avaliou como o efeito de borda microclimático influencia a distribuição de líquens corticícolos crostosos e não crostosos no sub-bosque de florestas tropicais, em Alagoas, através de adaptações fisiológicas em relação à morfologia do talo, da abundância de líquens e do microclima; constatando que o efeito de borda representa um risco à dessecação dos líquens por causa das grandes variações de temperaturas e baixa umidade relativa e que, apesar da cobertura e do talo de líquens não crostosos serem maiores em áreas de bordas, os crostosos apresentam maiores talos e cobertura no interior das florestas. Além disso, os crostosos apresentam alta eficiência na captação de energia. Porém, estes também são afetados pela lenta taxa de reidratação, ao contrário dos não crostosos que rapidamente conseguem se reidratar através da umidade do ar.

Com o intuito de compreender a estrutura e a dinâmica da vegetação de uma floresta ombrófila no Rio Grande do Sul, em quatro áreas com três estágios de sucessão ecológica (6–10; 12–20; e 40–60 anos de regeneração), Koch (2012) analisou a composição e a riqueza de espécies dos líquens como atributos funcionais, para determinar como elas estão estruturadas dentro desse gradiente e avaliar como esses atributos podem indicar o grau de sucessão de uma floresta. Assim, registrou 188 táxons, e chegou à conclusão de que as comunidades de líquens são alteradas, na riqueza e na composição, quando a estrutura da floresta passa por um gradiente de estágios de sucessão.

Em áreas de estágios sucessionais de Caatinga no estado de Sergipe a riqueza foi afetada pelo pH das árvores no período das chuvas e a composição de líquens foi diferente nos três estágios sucessionais estudados (MENDONÇA, 2014).

Ao estudar a comunidade líquênica de *Copaiifera langsdorfii* Desf. (copaíba) em áreas de Cerrado do sudeste brasileiro, Santos (2012) registrou 144 espécies. Também verificou se o pH, a umidade, o diâmetro do tronco do hospedeiro, a estabilidade da casca e a luminosidade próxima do hospedeiro são fatores que influenciam a distribuição de líquens. Constatou que a

umidade e o diâmetro do tronco hospedeiro afetam de maneira primária a distribuição desses organismos, e que a luminosidade é um fator secundário.

Em áreas de Caatinga no estado de Alagoas, Cavalcante (2012) registrou 61 espécies de líquens crostosos, porém, não observou correlação positiva da distribuição de líquens com o pH da casca e a altitude. O fator que estava mais relacionado à riqueza de líquens naquelas áreas foi o diâmetro do tronco à altura do peito (DAP).

Ao comparar fatores abióticos e bióticos relacionados à distribuição de líquens corticícolas em áreas de Caatinga (74 espécies) e Brejos de Altitude (50 espécies) do estado da Paraíba, Leite (2013) verificou que tanto o DAP quanto o pH foram fatores que ajudam a explicar a distribuição de líquens nos troncos das árvores nessas áreas. A abertura de dossel e a altitude não foram significativos.

Em áreas das fitofisionomias de Carrasco e Cerradão da Chapada do Araripe, no estado do Ceará, registraram-se 189 espécies de líquens corticícolas, sendo 132 no Carrasco e 131 no Cerradão (MENEZES, 2013). Ao avaliar a influência do pH, altitude, DAP e abertura de dossel na distribuição de líquens, a referida autora também observou que esses parâmetros foram significativos para explicar a riqueza das espécies.

Durante estudo realizado no Parque Nacional do Catimbau, em Pernambuco, a riqueza e composição de líquens foram avaliadas em três subáreas do bioma Caatinga dentro do parque, constatando-se que a composição entre as áreas foi significativamente distinta. O diâmetro à altura do peito (DAP), apesar de ter sido significativo, pouco influenciou na composição de espécies, e este resultado possivelmente está relacionado ao grande número de espécies hospedeiras (22). A umidade do ambiente, a altitude e a abertura do dossel também influenciaram a distribuição de espécies; áreas com maior abertura de dossel, em torno de 49%, somado à influência da altitude e maior incidência luminosa, tiveram a composição de espécies de líquens diretamente afetada por esses parâmetros (LIMA, 2013).

O advento da filogenia molecular permitiu comparar regiões diretamente com base em relações filogenéticas de suas espécies, o que produz uma imagem mais acurada sobre a evolução e a sua ecogeografia (GUTIÉRREZ et al., 2008; RIVAS-PLATA et al., 2013). O estudo de espécies de líquens compartilhadas entre biomas foi inicialmente proposto por Lücking (2003) onde a biogeografia de líquens foliícolas de 35 regiões do mundo foi estudada, através de dois grandes bancos de dados que continham registros das espécies e revisão de diversos herbários do mundo, e um outro banco de dados que dividia o mundo em regiões baseado na distribuição de plantas vasculares, descrito por Takhtajan em 1986. Após as análises, foi possível observar que 19 regiões se agruparam em seis "regiões liquenogeográficas". E que

60% das espécies estão restritas a três regiões com o maior número de espécies concentradas na região Neotropical, porém sem usar dados moleculares (LÜCKING, 2003).

Em plantas vasculares e animais, já foi demonstrado que existem relações filogenéticas entre espécies da Mata Atlântica e Caatinga, apesar da Mata Atlântica se assemelhar ecológica e fisionomicamente à Amazônia (RODAL et al., 2008; RODRIGUES et al., 2005). Com relação aos líquens, a composição de espécies típicas para a Caatinga é bastante distinta se comparada com a Mata Atlântica e Amazônia e, aparentemente, existem relações filogenéticas, que se referem à estrutura da comunidade, entre espécies de comunidades particulares (CÁCERES et al., 2007b), mas faltam dados mais aprofundados que comprovem essa observação.

Pelo exposto, evidencia-se que estudos sobre a diversidade e ecologia de líquens ainda precisam ser mais aprofundados, principalmente no que diz respeito aos fatores (bióticos e abióticos) que determinam ou influenciam na distribuição nos diferentes biomas brasileiros.

2.5 FILOGENIA DE COMUNIDADES DE LIQUENS

Um estudo, realizado no México com Parmeliaceae, verificou que existe uma alta diversidade filogenética e maior riqueza de espécies nas florestas temperadas e nas florestas estacionalmente secas. Nas áreas de florestas de montanhas úmidas e na floresta sazonalmente seca as espécies estão aglomeradas, o que demonstra que existe um elevado número de gêneros co-ocorrendo. Áreas semi-áridas estavam mais relacionadas à latitude e a floresta temperada com a altitude, levando-os a conclusão que fatores climáticos e a estrutura da vegetação são fatores que estão diretamente influenciando a distribuição das espécies de Parmeliaceae e sobretudo as relações filogenéticas desse grupo dentro das comunidades (LÜCKING et al., 2016).

A filogenia de comunidades trabalha com dois parâmetros principais: (1) uma matriz que reflete a distribuição das espécies entre diferentes comunidades, as quais podem variar em escala entre microcomunidades ou associações a nível muito local e macrocomunidades a nível de biomas; (2) uma árvore filogenética (representação gráfica de relações de ancestralidade) destas espécies. Com esses dois parâmetros, a filogenia de comunidades tem o objetivo de analisar como a estrutura filogenética encontrada na árvore é refletida nas comunidades, usando diferentes tipos de índices. Por exemplo, se entre duas comunidades comparadas, cada uma tem uma concentração de espécies de um clado particular, trata-se de agrupamento (*clustering*) filogenético. O outro extremo seria o de que as espécies dentro de uma comunidade fossem tão distantemente relacionadas que poderíamos falar em superdispersão filogenética (*phylogenetic overdispersion*). Em geral, a análise compara a estrutura filogenética de

comunidades com uma estrutura esperada, se as espécies foram distribuídas aleatoriamente entre as comunidades (WEBB, 2000).

A grande vantagem deste tipo de análise é que o cladograma filogenético utilizado pode ser baseado em qualquer árvore, construída por meio de dados moleculares ou morfológicos. Com isso, é possível construir uma árvore para um número determinado de espécies usando resultados de diversos estudos filogenéticos e combinar esses dados em uma única árvore. Para isso pode ser usado o formato Newick, criado por um grupo de pesquisadores em 1986, durante o encontro de Estudos de Evolução em Nova Hampshire, Estados Unidos. Esse formato permite criar árvores com suporte informático (pode ser criado em programas como o word ou bloco de notas), utilizando parênteses aninhados. Essa informação sobre a posição dos táxons na árvore pode ser obtida através de trabalhos publicados (The Newick tree format – disponível em: <http://evolution.genetics.washington.edu/phylip/newicktree.html> - Olsen, 1990). Este recurso possibilita a construção de árvores filogenéticas baseando-se na literatura disponível. Considerando a grande diversidade de espécies de líquens, um único artigo não conseguiria abranger todas as espécies registradas em uma região ou bioma.

Uma das formas de se realizar o estudo de filogeografia é através do programa Phylocom 4.2. (WEBB et al., 2008) para as análises de filogeografia comparativa. Esta análise caracteriza as comunidades de líquens de cada bioma em um contexto filogenético, através do cálculo de alguns índices e métricas.

O Índice de diversidade filogenética (PD) de Faith usa o comprimento dos ramos em uma filogenia associados aos táxons da comunidade estudada. Esse índice é encontrado somando o valor dos comprimentos dos ramos da árvore filogenética das espécies de uma comunidade (FAITH, 1992; FAITH; BAKER, 2006). Webb (2000) ressalta que, para se ter uma medida de diversidade filogenética de grandes comunidades é necessário que todos os táxons sejam sequenciados, o que ele mesmo afirma ser impraticável. Então, para que essa estimativa não seja subestimada, é imprescindível que sejam utilizadas sequências de todos os genes.

Distância filogenética média (MPD, do inglês *Phylogenetic Mean Pairwise Distance*) das espécies de uma comunidade, em conjunto com um teste de randomização, demonstra se a distância média é diferente quando ao acaso. Nesse índice é possível calcular a distância filogenética média entre todas as combinações de pares de espécies (WEBB, 2000).

O índice de relacionamento líquido (NRI) descreve o grau de relação das espécies de uma comunidade comparado com o grau de relação do total de espécies estudadas. Com isso se determina se uma comunidade é filogeneticamente aglomerada, ou seja, apresenta certas linhagens dominantes, ou se é sobredispersa, com uma alta variação de linhagens diferentes. O

conjunto de todos estes índices e métricas permite a formalização de conclusões sobre a origem e as relações entre as comunidades de líquens em diferentes biomas. A diversidade de uma comunidade é maior quando as espécies são filogeneticamente mais distintas (CIANCIARUSO et al., 2009).

Os estudos de filogenia molecular utilizando um grande número de sequências de DNA tem esbarrado em problemas como a baixa qualidade das sequencias oriundas de material escasso ou em pouca quantidade, gerando curtas sequencias de leitura (*short-read sequences*) ou fragmentos curtos pertencente ao taxon alvo ou de consulta, o que tem dificultado a identificação correta dessas amostras. Para obter um melhor resultado utiliza-se a técnica de *Phylogenetic Binning* e o algoritmo de posicionamento evolutivo (*Evolutionary Placement Algorithm - EPA*). O EPA utiliza curtos fragmentos de leitura do taxon de consulta e alinha-os em uma árvore de referência calculando pesos, utilizando Máxima verossimilhança, que indica a melhor posição desses fragmentos no alinhamento completo na árvore de referência (BERGER; KROMPASS; STAMATAKIS, 2011).

2.6 PRINCIPAIS MARCADORES DO DNA UTILIZADOS NOS ESTUDOS MOLECULARES DE LIQUENS

Os estudos filogenéticos com líquens geralmente utilizam combinações de dois a seis genes nuclear ribossomal (nucSSU, nucLSU), mitocondrial ribossomal (mitSSU) (ZOLLER et al., 1999; KRAICHAK et al., 2015) e com genes de proteínas codificantes como a RPB1 and RPB2 (LIU et al., 1999) e ainda da região ITS (WIKLUND; WEDIN, 2003). Os primer's são sequências de ácidos nucleicos utilizados para iniciar a síntese de DNA na reação em cadeia da polimerase (PCR), onde alguns dos mais utilizados são mtSSU: mr-SSU1 e mr-SSU3R (ZOLLER et al., 1999); nuLSU: AL2R (MANGOLD et al., 2008), e Nu-LSU-1125-3 (= LR6) (VILGALYS; HESTER, 1990) e o RPB2: fRPB2-7cF e fRPB2-11aR (LIU et al., 1999), que têm demonstrado serem bons iniciadores específicos para fungos.

Para muitos grupos de líquens existem estudos filogenéticos usando um ou mais destes marcadores, os quais são úteis para o presente trabalho. Nos estudos de filogenia de comunidades, o interesse focal é se as espécies do mesmo gênero ou família apresentam estrutura filogenética dentro e entre as comunidades; portanto, a filogenia base requerida para este tipo de análise tem que apresentar uma resolução até o nível de gênero, mas não necessariamente até o nível de espécie. O que justifica a necessidade de obtenção de dados moleculares até o nível de gênero para os táxons do presente estudo e que o enfoque na obtenção

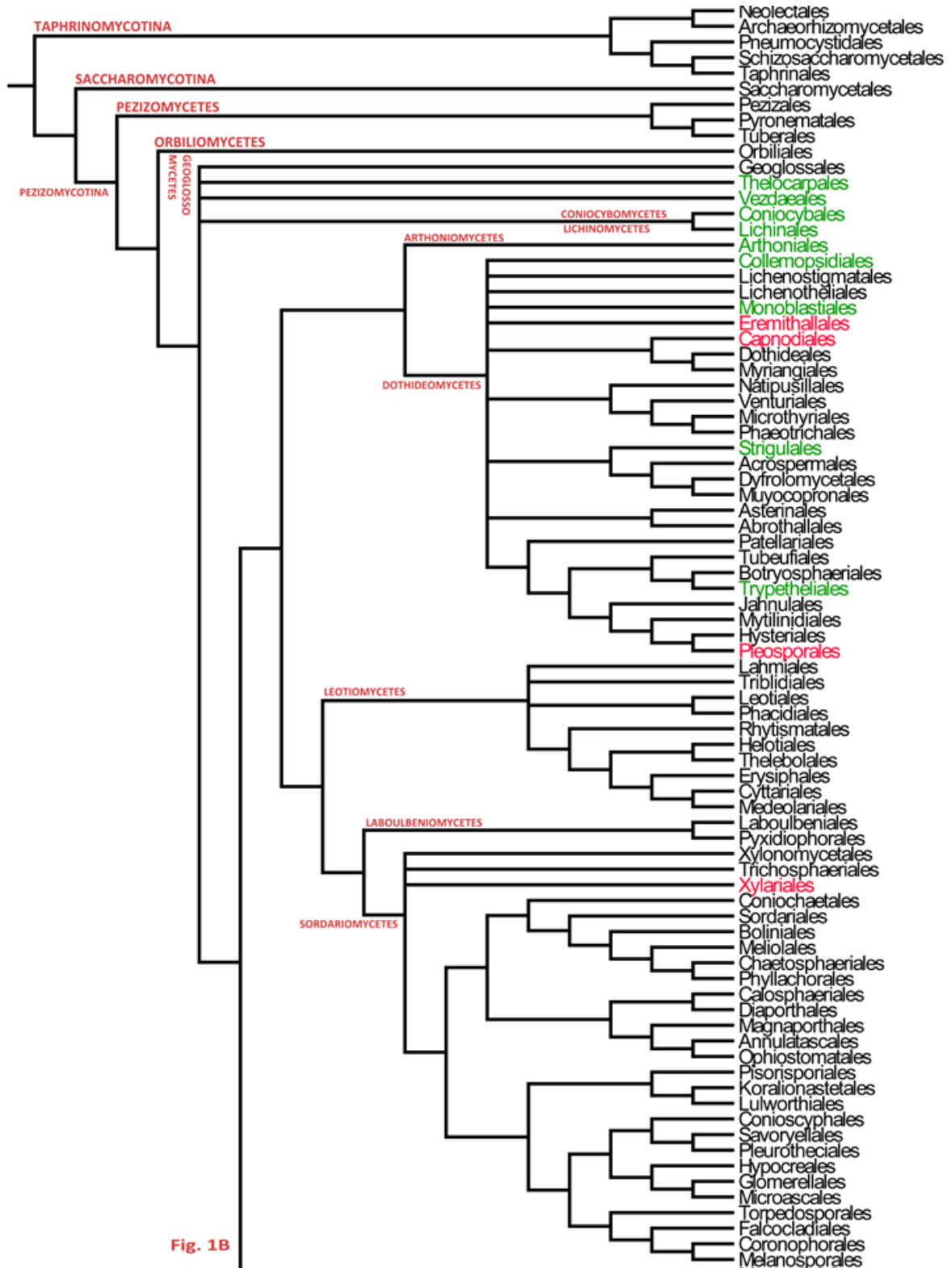
de dados moleculares para gêneros que ainda não têm sequências depositadas na base de dados referência (*GenBank*).

Ressalta-se que os gêneros utilizados nessa abordagem são representados por espécies registradas nas áreas de estudo.

2.7 CLASSIFICAÇÃO FILOGENÉTICA DOS LIQUENS

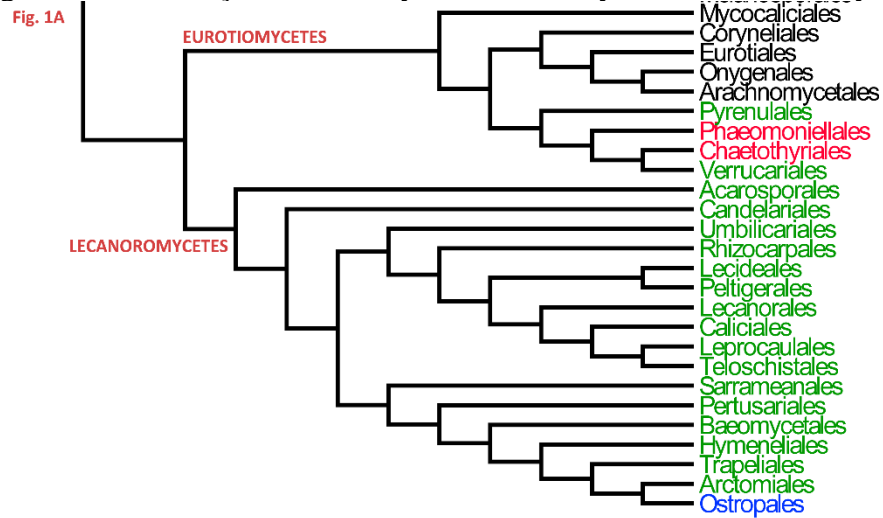
Os líquens estão classificados no Reino Fungi, sub-reino Dikarya, filos Ascomycota e Basidiomycota (LUTZONI, 2001; HIBBETT et al., 2007). Dentro do filo Ascomycota os líquens estão distribuídos no subfilo Pezizomycotina O. E. Erikss. & Winka., distribuídos atualmente em oito classes e 34 ordens (LUCKING; HODKINSON; LEAVITT, 2017). Em Ascomycota tem-se o registro de mais de 65.000 espécies (JAKLITSCH et al., 2016) e engloba todas as espécies filamentosas que produzem ascas (SPATAFORA et al., 2006). É um grupo altamente diverso, com espécies sapróbias, parasitas e mutualistas. As classificações dos fungos liquenizados anteriores ao advento da biologia molecular estavam baseadas em caracteres morfológicos, onde a principal característica observada era o desenvolvimento do ascoma e do asco, assim como do basidioma e basídio (LUCKING; HODKINSON; LEAVITT, 2017). As classes de fungos que apresentam líquens em Ascomycota são Arthoniomycetes O. E. Erikss. & Winka, Coniocybomycetes M. Prieto & Wedin, Dothideomycetes O. E. Erikss. & Winka, Eurotiomycetes O. E. Erikss. & Winka, Lecanoromycetes O. E. Erikss. & Winka, Lichinomycetes Reeb, Lutzoni & Cl. Roux e Sordariomycetes O. E. Erikss. & Winka; e em Basidiomycota tem-se a classe Agaricomycetes Doweld com 172 espécies distribuídas em 15 gêneros; porém há diversos gêneros, famílias e ordens em posição incerta dentro das classes citadas (LUCKING; HODKINSON; LEAVITT, 2017). Esta classificação está baseada em estudos filogenéticos e a monofilia dos altos grupos são bem suportados. A Figura 8 ilustra como as classes que apresentam líquens deste subfilo estão agrupadas.

Figura 8 — Filogenia e classificação das ordens atualmente aceitas em Ascomycota, mostradas em duas partes. A. Ordens excluindo Eurotiomycetes e Lecanoromycetes. B. Ordens em Lecanoromycetes e Eurotiomycetes. Conexão entre A e B indicada. Em verde ordens predominantes ou parcialmente liquenizadas, em vermelho ordens parcialmente liquenizadas e em azul ordem parcialmente liquenizada excluindo as linhagens liquenicolas.



Fonte: LÜCKING et al., 2016.

Continuação. Filogenia e classificação de Ascomycota Eurotiomycetes e Lecanoromycetes.



20
Fonte: LÜCKING et al., 2016.

As classes de Ascomycota onde representantes liquenizados foram registrados para o Norte e Nordeste brasileiro são: Arthoniomycetes, Dothideomycetes, Eurotiomycetes, Lecanoromycetes e Lichinomycetes.

Arthoniomycetes O.E. Erikss. & Winka inclui uma ordem, sete famílias e 103 gêneros, sendo 16 em posição incerta, e 1.541 espécies (LUCKING; HODKINSON; LEAVITT, 2017). Arthoniales é caracterizada pela presença de ascoma, na maioria das espécies, do tipo apotecióide, às vezes emarginado, alongado a ramificado, parafisóides em matriz gelatinosa e ascos fissitunicados (KIRK et al., 2008). Na ordem Arthoniales também ocorreram processos de ganho e perda no processo de liquenização, e algumas espécies podem ter surgido de ancestrais que perderam o estado liquenizado (FRISCH et al., 2014). Problemas de posicionamento filogenético foram observados em alguns gêneros de Roccellaceae, que é parafilética (ERTZ; TEHLER, 2011); alguns gêneros, como *Chiodecton*, *Dirina*, *Lecanactis*, *Roccella*, *Roccellina* e *Vigneronia*, são monofiléticos e *Schismatomma* é parafilético (ERTZ et al., 2015). Algumas espécies de *Opegrapha* (Opegraphaceae) foram transferidas para Roccellaceae e novos gêneros (*Crocellina*, *Diromma*, *Gyrographa*, *Gyronactis*, *Ocellomma*, *Pseudoschismatomma*, *Vigneronia*) e combinações foram descritos para dar suporte à monofilia desta família (ERTZ, 2015).

Dothideomycetes é a quarta maior classe em número de espécies em Ascomycota e apresenta duas subclasses, oito ordens, 12 famílias, 39 gêneros e 812 espécies (LUCKING; HODKINSON; LEAVITT, 2017). Entretanto, HYDE et al. (2013) aceitam a existência de 22 ordens, incluindo todos os fungos mais os líquens. Algumas das ordens com representantes

liquenizados são: Dyfrolomycetales, Strigulales, Lichenoconiales, Phaeotrichales, Natipusillales, Lichenotheliales e Monoblastiales (JAKLITSCH et al. 2016). Dothideomycetes é a classe que apresenta a maior diversidade filogenética dentro do filo Ascomycota, ocupando os mais diversos ambientes e apresentando diversos hábitos (SCHOCH et al., 2009).

Esta classe é esquematicamente caracterizada pela formação dos ascos bitunicados em lóculos depois que o estroma já está desenvolvido (SCHOCH et al., 2006). O tipo de pseudotécio e a presença ou ausência de pseudoparafíses são caracteres importantes na delimitação de subclasses e ordens. Em classificações anteriores Dothideomycetidae reunia as ordens Dothideales, Capnodiales e Myriangiales que não apresentamparafíses, pseudoparafíses ou parafisóides, têm pseudotécios usualmente multiloculados, ascos globosos a clavados e ascosporos normalmente unisseptados (SCHOCH et al., 2006). Pleosporomycetidae apresenta pseudoparafíses intercaladas entre os ascos, perifisóides podem estar presentes, os ascomas podem ser do tipo peritecióide, histerotecióide ou cleistotecióide e são encontrados imersos ou superficiais no talo (SCHOCH et al., 2006). Nem todas as ordens da classe apresentam espécies liquenizadas. Algumas ordens, como Trypetheliales (APTROOT et al., 2008), Monoblastiales e Strigulales (HYDE et al., 2013), além de Collemopsidiales e Eremithallales permanecem com seus representantes e suas respectivas famílias em posição incerta e a família Mycoporaceae inclusa em Pleosporomycetidae (LUCKING; HODKINSON; LEAVITT, 2017; SCHOCH et al., 2006; HIBBETT et al., 2008).

Eurotiomycetes é uma das classes que apresentam o maior número de fungos patógenos humanos (GEISER et al., 2006). Está dividida em três subclasses: Chaetothyriomycetidae Doweld (única com representantes liquenizados), Eurotiomycetidae Tehlere, Mycocaliciomycetidae Tibell (GEISER et al., 2006; HIBBETT, 2007) com sete ordens, é caracterizada pela presença de ascomas de vários tipos: ascomas do tipo pedicelo marrom ou preto, cleistotécios, peritécios que podem estar posicionados imersos ou superficialmente no talo, ascos de paredes finas à grossas, fissitunicados e ascósporos de morfologia, septação e coloração variadas, ornamentados ou não, algumas vezes em uma massa mazedial (ERIKSSON; HAWKSWORTH, 1998; GEISER et al., 2006; JAKLITSCH et al., 2016; KIRK et al., 2008). As espécies liquenizadas apresentam ampla distribuição nos trópicos, como os gêneros *Anthracothecium*, *Lithothelium* e *Pyrenula* (Pyrenulales) e *Verrucaria* e *Endocarpon* (Verrucariales) (APTROOT et al., 2008).

Em relação à filogenia do grupo, GEISER et al. (2006) verificaram através da análise filogenética das regiões nucSSU e nucLSU do rDNA de 49 táxons de Eurotiomycetes e 32 táxons de outras espécies de Ascomycota, que Eurotiomycetidae é grupo irmão de

Chaetothyriomycetidae e ambos formam um grupo irmão de Mycocaliciales (sugerindo que essa ordem fosse elevada à subclasse), mais tarde proposta por Tibell como Mycocaliciomycetidae (HIBBETT et al., 2007).

Celothelium, anteriormente inserido na família Celotheliaceae, ordem Pyrenulales (LUMBSCH; HUHNDORF, 2010), teve sua posição alterada com a criação da ordem Celotheliales ad int. (GUEIDAN et al., 2014), que passou a englobar as famílias Celotheliaceae Lücking, Aptroot & Sipman (liquenizada), Epibryaceae Stenroos & Gueidan (parasitas) e Trichomeriaceae Chomnunti & K. D. Hyde (epífiticos ou sapróbios). Posteriormente, CHEN et al. (2015) propõem a nova ordem Phaeomoniellales, criada para agrupar os gêneros *Celothelium*, *Dolabra*, *Moristroma*, *Phaeomoniella* e *Xenocylindrosporium*, que estavam em posição incerta dentro de Chaetothyriomycetidae. No entanto, neste estudo não houve inserção de nenhuma sequência de *Celothelium*, sendo agrupado dentro desta nova ordem pelo fato de Gueidan et al. (2014) terem observado a formação de grupos irmãos com outros gêneros membros dessa ordem que são endofíticos, sapróbios ou parasitas e que em alguns deles não é observado o ciclo sexual. As famílias propostas por Gueidan et al. (2014) foram extintas persistindo apenas a Celotheliaceae onde o gênero *Celothelium* está atualmente inserido (JAKLITSCH et al., 2016).

Lichinomycetes é caracterizada por apresentar ascoma do tipo apotécio, presença de asco protunicado, unitunicado e bitunicado; e quase todos os representantes estão associados a cianobactérias como fototobionte (SPATAFORA et al., 2006). Nesta classe, há uma ordem, Lichinales, e três famílias (LUCKING; HODKINSON; LEAVITT, 2017). Schultz et al. (2001) verificaram a monofilia da classe Lichenales, entretanto devido a presença de diferentes tipos de ascos: Peltulaceae (asco bitunicado lecanorínico), Heppiaceae (asco protunicado) e Lichinaceae (asco bitunicado lecanorínico + asco protunicado) persistem conflitos com relação a origem e relação evolutiva dessa ordem. A presença do asco lecanorínico pode ser uma característica que posiciona Lichenales como grupo irmão da classe Lecanoromycetes, com alto valor de suporte (SCHULTZ et al., 2001). É necessário ampliar o número de sequências de táxons deste grupo para confirmar a monofilia do mesmo (SPATAFORA et al., 2006).

Lecanoromycetes é a maior classe de líquens, com 15.131 espécies distribuídas em 701 gêneros (LUCKING; HODKINSON; LEAVITT, 2017; JAKLITSCH et al., 2016). Nela ocorre grande variação morfológica, bioquímica e fisiológica (ERIKSSON, 2006). Possui cinco subclasses Acarosporomycetidae Reeb, Lutzoni & Cl. Roux, Candelariomycetidae Miadl. et al., ex Timdal & M. Westb., Ostropomycetidae Reeb, Lutzoni & Cl. Roux e Lecanoromycetidae P. M. Kirk, P. F. Cannon, J. C. David & Stalpers ex Miadl., Lutzoni &

Lumbsch, Umbilicariomycetidae Bendiksby, Hestmark & Timdal (LUCKING; HODKINSON; LEAVITT, 2017). Ostropomycetidae e Lecanoromycetidae com as respectivas ordens principais, Ostropales e Lecanorales são as mais estudadas e discutidas (MIADLIKOWSKA, 2006).

A utilização de genes de regiões mitocondriais, nucleares e ainda de proteínas codificadoras (RPBI e RPB II) permite esclarecer melhor o posicionamento das espécies destas famílias (BATALHA-FILHO; MIYAKI, 2011; OTÁLORA et al., 2013; MIADLIKOWSKA et al., 2014). Com o objetivo de fazer uma abordagem da filogenia mais recente da família Graphidaceae e apresentar os aspectos mais conflituosos, RIVAS PLATA et al. (2013), através de análises de dados moleculares das regiões mtSSU, nuLSU do rDNA e do RPB2, constataram que Graphidaceae apresenta dois grandes clados denominados subfamílias Fissurinoideae e Graphidoideae. Em Graphidoideae, houve o agrupamento de seis clados maiores e dois menores. Em Fissurinoideae as espécies do gênero *Fissurina* formaram diversos clados separados por representantes de padrões morfológicos distintos, confirmando a polifilia do grupo. Além disso, espécies de *Clandestinotrema*, *Cruentotrema*, *Dyplolabia*, *Enigmatrema* e *Pycnotrema* ficaram posicionadas entre os clados de *Fissurina* (RIVAS PLATA et al., 2013).

Mesmo com o avanço dos estudos taxonômicos e ecológico sobre líquens, ainda há muitas lacunas que envolvem estes dois aspectos, que limitam a identificação e compreensão da distribuição dessessimbiontes. Por isso a filogenia muitas vezes possibilita a construção desse conhecimento.

2.8 FILOGENIA DOS GÊNEROS *HELMINTHOCARPON* E *PICCOLIA*

Helminthocarpon Fée foi estabelecido em 1837 com uma única espécie *H. leprevostii* Fée. Mais tarde foi introduzido com um nome ilegítimo para um gênero de planta na família Fabaceae (RICHARD, 1847), agora um sinônimo de *Vermifrux* J. B. Gillett. Até 1977, 24 nomes tinham sido colocados ou descritos em *Helminthocarpon* sensu Fée (AWASTHI; JOSHI, 1979). Quinze destes foram subsequentemente apresentados como pertencendo ao gênero *Diorygma* na família Graphidaceae (KALB et al., 2004); SINGH; SINHA, 2010), nomearam *H. album* D.D. Awasthi & S.R. Singh [= *D. radiatum* (D.D. Awasthi & S.R. Singh) Kr.P. Singh & Swarnalatha], *H. baileyianum* Müll. Arg. [= *D. pruinosum* (Eschw.) Kalb, Staiger & Elix], *H. cherrapunjiense* D.D. Awasthi & S.R. Singh (= *D. radiatum*), *H. columbianum* (Nyl.) Zahlbr. [= *D. hieroglyphicum* (Pers.) Staiger & Kalb], *H. congoense* Müll. Arg. (= *D. pruinosum*), *H. holstii* Müll. Arg. [= *D. reniforme* (Fée) Kalb, Staiger & Elix], *H. icmadophiloides* (Stein) Müll. Arg. (= *D. pruinosum*), *H. pervarians* (Nyl.) Vain. (= *D.*

reniforme), *H. pervarians* var. *macgregorii* Vain. [≡*D. macgregorii* (Vain.) Kalb, Staiger & Elix], *H. platyleucum* (Nyl.) Müll. Arg. (= *D. pruinatum*), *H. pruinatum* (Eschw.) Müll. Arg. (≡*D. pruinatum*), *H. radiatum* D.D. Awasthi & S.R. Singh (= *D. radiatum*), *H. samoëse* Zahlbr., e *H. subalbatum* Patw. & Makhija [≡*D. subalbatum* (Patw. & Makhija) B.O. Sharma & Makhija]. O nome de herbário inválido *H. citri* Vain., publicado por Awasthi; Joshi (1979), também pertence a *Diorygma* (= *D. reniforme*). Um nome adicional, *Helminthocarpon lojkanum* Müll. Arg., que foi considerado diferente das demais espécies mais tarde transferidas para *Diorygma* (AWASHTI; JOSHI 1979; KALB et al., 2004), revelou-se provavelmente coespecífica com *Phaeographina hadrospora* A.W. Archer, nesse caso fornecendo um nome inicial para esse táxon, que é melhor colocado no gênero *Hemithecium* (ver abaixo). Com base no material tipo, dois nomes descritos simultaneamente de Socotra por STEINER (1902), viz. *Helminthocarpon euphorbiicola* J. Steiner e *H. scriptellum* J. Steiner, parecem ser sinônimos de *Dictyographa arabica* Müll. Arg. [≡*Opegrapha arabica* (Müll. Arg.) Vain.], recentemente redefinido por Ertz & Diederich (2007) e Ertz & Tehler (2011). O material tipo de *H. leucocarpum* (Müll. Arg.) Müll. Arg. (*Arthothelium leucocarpum* Müll. Arg.), está degradado e nas suas condições não pode ser utilizado (AWASTHI & JOSHI 1979), mas não é nem uma espécie de *Diorygma* nem de *Helminthocarpon*.

Piccolia A. Massal foi descrito em 1856 dentro da família Biatorellaceae e tendo como espécie tipo *Piccolia crocea* (Spreng.) A. Massal., anteriormente denominado *Patellaria crocea* Spreng é caracterizado por apresentar pigmentos como antraquinonas nos apotécios, fotobionte do tipo Clorococóide e ascos multiesporados (HALFELLNER 1995; SMITH et al., 2009). O gênero foi sinonimizado com *Biatorrela* por Hafellner (1995), e logo depois a espécie *Strangospora ochrophora* (Nyl.) R.A. Anderson foi transferida para *Piccolia* mas a posição incerta dentro de Lecanoromycetes persistiu até JAKLITSCH et al. (2017) posicionarem este gênero na família Acarosporaceae Zahlbr., com o auxílio de dados moleculares. Atualmente 10 espécies são aceitas dentro desse gênero. *P. congolensis* Van den Broeck, Aptroot & Ertz, *P. conspersa* (Fée) Hafellner [= *Lecidea conspersa* Fée 1825], *P. crocea* (Spreng.) A. Massal., [= *Patellaria crocea* Spreng., *P. elmeri* (Vain.) Hafellner [= *Biatorrela elmeri* Vain., *P. haematina* (Müll. Arg.) Hafellner [= *L. haematina* Müll. Arg., *P. kalbi* Van den Broeck & Ertz, *P. nannaria* (Tuck.) Lendemer & Beeching [= *Heterothecium nannarium* Tuck.], *P. ochrophora* (Nyl.) Hafellner, [= *L. ochrophora* Nyl.], *P. wrightii* (Tuck.) Hafellner [= *L. wrightii* Tuck.], *P. nivea* Van den Broeck, Aptroot & Ertz. As últimas espécies descritas foram *P. congolensis* Van den Broeck, Aptroot & Ertz, *P. nivea* e *P. kalbii* que juntamente com as já conhecidas são amplamente distribuídas em zonas subtropicais e tropicais Van Den Broeck et al. (2013).

O presente estudo constitui-se o segundo trabalho no mundo sobre filogenia de comunidades de líquens e o primeiro no Brasil com essa abordagem. Visando preencher a lacuna existente nessa área do conhecimento sobre líquens epifíticos na Amazônia, Mata Atlântica e Caatinga, este estudo visa ampliar o conhecimento da diversidade destes organismos nos biomas referidos, em especial nos estados de Pernambuco e Paraíba, e analisar a relações filogenéticas entre as espécies com enfoque biogeográfico.

Os estudos de taxonomia e diversidade de líquens tem demonstrado que a Caatinga apresenta uma composição de gêneros bastante distinta da observada na Amazônia e na Mata Atlântica, que apresentam mais gêneros em comum. Sugerindo a existência de um parentesco maior entre os gêneros dos biomas mais relacionados do que com a Caatinga.

3 OBJETIVOS

3.1 OBJETIVO GERAL

O objetivo geral deste estudo foi avaliar o grau de parentesco filogenético das comunidades de líquens que compõem os biomas Amazônia, Mata Atlântica e Caatinga determinando o quanto as congêneres são parentais ou não dentro e entre esses biomas. Foi testada a hipótese de que as comunidades de espécies de líquens nesses biomas apresentam padrões de distribuição que sugerem estreitas relações filogenéticas entre gêneros de Mata Atlântica e Amazônia, enquanto que gêneros de Caatinga formam clados separados.

3.1.1 Objetivos específicos

- Construir checklist's dos microlíquens registrados nos biomas estudados baseado nos registros de literatura e de herbários;
- Averiguar quais gêneros de líquens ainda não possuem depósito de sequências na base de dados do Genbank;
- Adicionar espécies novas para a lista através de coletas pessoais (em Pernambuco, por exemplo) e de outros coletores de diferentes estados;
- Realizar análise quantitativa de todos os registros publicados e de herbário, verificando quais espécies são características de cada bioma e quais são compartilhadas por eles, usando a abundância de registros de cada espécie em cada bioma;
- Construir árvore filogenética para as espécies (o maior número possível), com sequências obtidas a partir do presente estudo e complementadas com aquelas provenientes do Genbank;
- Comparar a estrutura filogenética das comunidades de líquens nos biomas estudados utilizando o software *Phylocom*- <http://phylodiversity.net/phylocom/>;
- Identificar e descrever as espécies dos líquens crostosos (Ascomycota liquenizados) em áreas dos biomas Caatinga e Mata Atlântica no Estado de Pernambuco e da Amazônia;
- Aumentar o acervo fotográfico de líquens corticícolas crostosos no Nordeste do Brasil;
- Incrementar o acervo de líquens crostosos (Ascomycota liquenizados) do herbário URM - Universidade Federal de Pernambuco;
- Verificar o correto posicionamento filogenético dos gêneros *Helmilthocarpon* Fée e *Piccolia* A. Massal. dentro da classificação mais atual de Ascomycota.

4 MATERIAL E MÉTODOS

4.1 COMPILAÇÃO DE DADOS DOS REGISTROS DE LIQUENS PARA O NORTE E NORDESTE DO BRASIL

4.1.1 Áreas de estudos para o *checklist*

Para realizar a compilação dos registros de líquens, foram selecionadas as regiões Norte e Nordeste do Brasil, onde em primeiro lugar foram definidos os biomas Amazônia, Caatinga e Mata Atlântica e os ecossistemas associados (Brejos de Altitude e Restingas), bem como os tipos vegetacionais Carrasco e Cerradão. Não foram escolhidas áreas específicas, mas sim utilizadas aquelas em que já haviam sido feitas coletas e também as que possuíam registros de líquens publicados. Os biomas, ecossistemas associados e tipos vegetacionais serão mencionados como ecossistemas nas análises de filogenia de comunidades.

4.1.2 Revisão de literatura para *checklist*

A revisão de literatura foi feita através da leitura de artigos, teses e dissertações publicados acerca da diversidade de líquens para a Amazônia, Mata Atlântica e Caatinga. Alguns dos trabalhos utilizados como fonte inicial de dados sobre líquens registrados nestas duas regiões do país foram: Aptroot, 1991; Aptroot et al., 2013a,b; Aptroot et al., 2016b; Aptroot; Cáceres, 2013; Cáceres, 1999; Cáceres, 2007; Cáceres et al., 2012; Cáceres et al., 2014a,b; Cáceres; Aptroot, 2016; Cáceres; Lima; Aptroot, 2013; Cáceres; Lücking, 2000; Cáceres; Lücking; Rambold, 2008a; Cavalcante, 2012; Dos Santos; Lücking; Cáceres, 2016; Kalb, 2009; Leite, 2013; Lima et al., 2013a,b; Lima, 2013; Lücking; Johnston; Aptroot, 2014; Lücking; Archer; Aptroot, 2009; Mendonça, 2014; Menezes, 2013; Oliveira, 2008; Rodrigues, 2012. Depois, foi feita revisão dos herbários ISE, consultando manualmente o acervo, e URM, onde foram feitas consultas on-line no site SpeciesLink (<http://www.splink.org.br/>) para verificação de registro das espécies de líquens já publicados.

Para verificação de quais gêneros já possuíam depósito de sequências na base de dados do *GenBank* (<https://www.ncbi.nlm.nih.gov/genbank/>) foram consultados artigos publicados sobre filogenia de líquens (AMO et al., 2010; ANDERSEN; EKMAN, 2005; APTROOT et al., 2013; APTROOT et al., 2015; APTROOT; LÜCKING, 2016; ARNOLD et al., 2006; ARUP et al., 2013; ARUP, 2006; ARUP, 2009; ARUP; SOCHTING; FRODEN, 2013; BALOCH et al., 2006; BALOCH; GRUBE, 2006; BHATTACHARYA et al., 2000; BHATTACHARYA, 2002; BLANCO et al., 2004; BLANCO et al., 2005; BUARUANG et al., 2015; CÁCERES et al., 2013; CÁCERES et al., 2014; CACERES; RIVAS PLATA; LUECKING, 2012; CRESPO et al., 2007; CRESPO et al., 2010; CZARNOTA; GUZOW-KRZEMINSKA, 2012; DEL

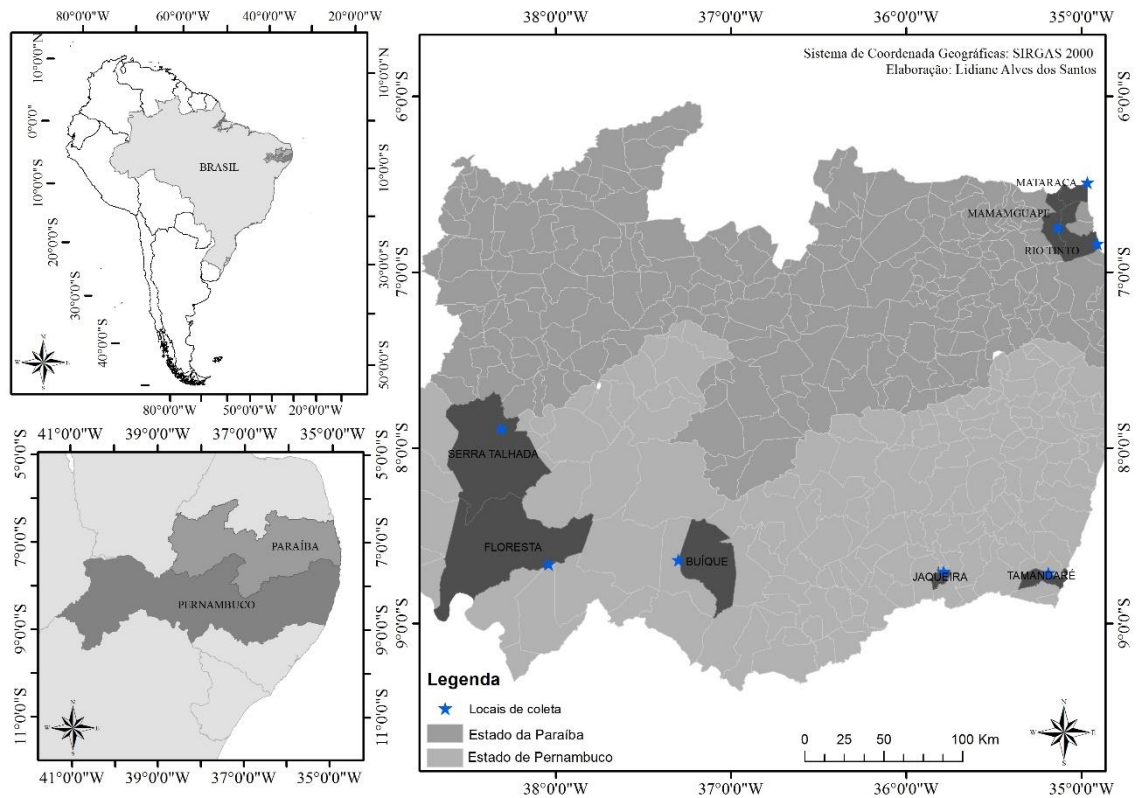
PRADO, 2006; DIEDERICH et al., 2011; DIVAKAR et al., 2006; DIVAKAR et al., 2010; DIVAKAR et al., 2013; EKMAN, 2001; EKMAN; ANDERSEN; WEDIN, 2008; EKMAN; TONSBERG; 2002; ERTZ et al. 2009; ERTZ, 2015; ERTZ; DIEDERICH, 2015; ERTZ; TEHLER, 2011; ESSLINGER; MORSE; LEAVITT, 2012; FRISCH et al., 2004; FRISCH; KALB; GRUBE, 2006; GAYA et al., 2012; GEISER, D. et al., 2006; GRUBE; BALOCH; LUMBSCH, 2004; GUEIDAN et al., 2008; GUEIDAN et al., 2014; GUEIDAN et al., 2016; HELMS; FRIEDL; RAMBOLD, 2007; HOFSTETTER et al., 2007; HOGNABBA, 2012; JAMES et al., 2006; JAYALAL et al., 2014; KALB et al., 2004; KALB et al., 2011; KANTVILAS; LUMBSCH, 2012; KAUFF; LUTZONI, 2002; KAWASAK et al., 2013; KELLY et al., 2011; KONDRATYUK, 2014; KRAICHAK et al., 2014; KRAICHAK et al., 2015; LEAVITT; JOHNSON; ST CLAIR, 2011; LENDEMER; LUMBSCH, 2008; LI WEI et al., 2008; LOHTANDER et al., 2000; LUCKING et al. 2008a; LUCKING et al., 2008b; LUCKING et al. 2014; LUCKING; STUART; LUMBSCH, 2013; LUMBSCH et al., 2004; LUMBSCH et al., 2004; LUMBSCH et al., 2008; LUMBSCH et al., 2014; LUMBSCH et al., 2014; LUMBSCH; NELSEN; LUCKING, 2008; LUMBSCH; PARNMEN; PAPONG, 2008; LUMBSCH; PARNMEN; PAPONG, 2012; LUTZONI. et al., 2004; LUTZONI; PAGEL; REEB, 2001; MAGAIN; SERUSIAUX, 2014; MANGOLD et al., 2008; MCDONALD; GAYA; LUTZONI, 2013; MIADLIKOWSKA et al. 2006; MIADLIKOWSKA et al., 2014; MOLINA et al., 2002; MUGGIA et al., 2009; MUGGIA; GUEIDAN; GRUBE, 2010; MYLLYS, 1989; NELSEN et al., 2009a,b; NELSEN et al., 2010; NELSEN et al., 2011; NELSEN et al., 2012; NELSEN et al., 2014a,b; NEUWIRTH, 2008; OBERMAYER; BLAHA; MAYRHOFER, 2004; OH, S, -O. et al., 2014; OTALORA et al., 2010; OTALORA et al., 2013; PAPONG et al., 2012; PAPONG; KANTVILAS; LUMBSCH, 2011; PARNMEN; LUCKING; LUMBSCH, 2012; POULSEN, 2001; PRINTZEN; LUMBSCH, 2000; REEB; LUTZONI; ROUX, 2004; OTALORA et al., 2010; RIVAS PLATA et al., 2013; RIVAS PLATA et al., 2011; RIVAS PLATA; LUMBSCH, 2011; SCHMITT et al., 2009; SCHMITT; MUELLER; LUMBSCH, 2005; SCHMITT; LUMBSCH; SOCHTING, 2003; SCHMITT; YAMAMOTO; LUMBSCH, 2006; SCHOCH, et al., 2012; SCHOCH, 2009; SCHULTZ; ARENDHOLZ; BUEDEL, 2001; SERUSIAUX, E. et al., 2012; SERUSIAUX; VAN DEN BOOM; ERTZ, 2010; SIMON, et al., 2005; SPATAFORA et al., 2006; STAIGER; KALB; GRUBE, 2006; STENROOS et al., 2002; STONE; RUCHTY, 2008; SULZBACHER, et al., 2012; VALARMATHI et al., 2009; WEDIN, BALOCH; GRUBE, 2002; WEERAKOON et al., 2012; WESTBERG; ARUP, 2011).

De posse desses dados obtidos através da revisão de literatura, levantamento de dados nos herbários URM e ISE, registros obtidos durante as coletas e dos dados obtidos nos sites do Global Biodiversity Information Facility (<http://www.gbif.org/>); SpeciesLink (<http://www.splink.org.br/>) e na base de dados do NCBI (<https://www.ncbi.nlm.nih.gov/>) foi possível verificar a maioria dos táxons que estão registrados nestas bases de dados para o Norte e Nordeste do Brasil. Este levantamento constitui-se base para a construção de uma supermatriz de dados que foi utilizada para a análise filogenia de comunidades, e foram reunidos em uma tabela onde os táxons foram registrados por ecossistemas (Apêndice A), foram construídas cladogramas filogenéticos baseadas na literatura (Apêndice B).

4.2 ÁREAS DE COLETA

As áreas de estudo incluíram locais inseridos no Nordeste do Brasil e pertencentes aos biomas Caatinga e Mata Atlântica. Os locais inicialmente escolhidos para amostragem foram duas áreas no bioma Caatinga (Parque Nacional do Catimbau - PARNA Catimbau; Parque Estadual Mata da Pimenteira - Mata da Pimenteira) e duas áreas de Mata Atlântica (Reserva Biológica de Saltinho - REBIO Saltinho; Reserva Particular do Patrimônio Natural Frei Caneca). Coletas adicionais foram realizadas em mais quatro áreas, nos estados de Pernambuco e Paraíba. Sendo três em áreas de Mata Atlântica; uma em Mata Atlântica stricto sensu - APA da Barra do Rio Mamanguape - APA Mamanguape; duas em áreas de Restinga - Empresa Millennium Inorganic Chemicals Mineração (Cristal Company) e Reserva Biológica Guaribas - REBIO Guaribas. Além de uma em área de Caatinga (Reserva Biológica Serra Negra - REBIO Serra Negra) (Tabela 1, Figuras 9 e 10).

Figura 9 — Localização das áreas de coleta.



Fonte: Lidiane Alves, 2017.

Tabela 1 — Áreas de coleta de material liquênico e as respectivas coordenadas geográficas.

ÁREA	CIDADE	ESTADO	BIOMA OU TIPO VEGETACIONAL	COORDENADAS
APA Mamanguape	Rio Tinto	Paraíba	Mata Atlântica	S 6°50'44.90" O 34° 55'11.17"
Cristal Company	Mataraca	Paraíba	Mata Atlântica/ Restinga	S 6°29'51.25" O 34° 58'39.86"
Mata da Pimenteira	Serra Talhada	Pernambuco	Caatinga	S 7°56'10.44" O 38° 16'24.44"
PARNA Catimbau	Buíque	Pernambuco	Caatinga	S8°30'35.09" O 37° 16'48.83"
REBIO Guaribas	Mamanguape	Paraíba	Mata Atlântica / Restinga	S 6°44'27.46" O 35° 08'23.43"
REBIO Saltinho	Tamandaré	Pernambuco	Mata Atlântica	S 8°43'57.16" O 35° 10'26.62"
RPPN Frei Caneca	Jaqueira	Pernambuco	Mata Atlântica	S 8°43'11.27" O 35° 50'11.25"
REBIO Serra Negra	Floresta	Pernambuco	Caatinga	S 8°39'31.08" O 38° 17'27"

Fonte: A autora, 2017.

Parque Nacional do Catimbau (PARNA Catimbau): criado pelo decreto nº 4.340, de 22 de agosto de 2002. Compreende os municípios de Buíque, Ibirimir e Tupanatinga, S 6°50'44.90" O 34° 55'11.17" no agreste de Pernambuco. Possui uma área com mais 62.000 ha, com vegetação de Caatinga e altitude de 700 a 1000 m, com solos de textura arenosa, profundos e com baixa capacidade de retenção de água e temperatura média anual de 15°C (mínima) e 30°C (máxima) (FERREIRA, 2009; IBAMA, 2002). O PARNA Vale do Catimbau é considerado área de extrema importância biológica, além de ser um polo de turismo ecológico muito importante para a comunidade local, que nele tem a sua fonte de subsistência (SIQUEIRA, 2006). Atualmente, O PARNA do Catimbau é considerado área núcleo da Reserva da Biosfera da Caatinga, apresentando vegetação hiper xerófila típica, com grande diversidade de espécies e de estrutura (IBAMA, 2008).

Parque Estadual Mata da Pimenteira (Mata da Pimenteira): criado pelo decreto nº 37.823, de 30 de janeiro de 2012, é considerado Unidade de Conservação de extrema importância para conservação da biodiversidade. Localizado dentro dos limites da Fazenda Saco (propriedade do Instituto Agrônomo de Pernambuco - IPA), no município de Serra Talhada, S 7°56'10.44" O 38° 16'24.44", distante 415 Km de Recife, apresenta 887,24 há (SEMA, 2013). A maior porção da UC corresponde a áreas de serras com altos declives e afloramentos rochosos, com a presença de 300 ha de fragmento de vegetação de Caatinga arbórea denominada Mata da Pimenteira (CPRH, 2011); Na Fazenda Saco a pluviosidade anual varia entre 400 a 800 mm, com temperatura média de 37°C, solos rasos com alto teor de nutrientes, e clima semiárido (CPRM, 2005). Essa área de Caatinga apresenta alto endemismo e grande diversidade de flora e fauna, mas nenhum estudo relativo aos Ascomycotas liquenizados foi realizado.

Reserva Biológica Serra Negra (REBIO Serra Negra): localizada entre três municípios pernambucanos: Inajá, Floresta e Tacaratu, S 8°39'31.08" O 38° 17'27". As coletas foram realizadas em área de Caatinga localizada na base da REBIO Serra Negra com altitude aproximada de 500 m, na cidade de Floresta. Esta unidade de conservação foi criada em 1950 como nome de Floresta Protetora da União através do decreto federal 28.348. Apenas em 1982 a área passa a ser chamada Reserva Biológica Serra Negra através do decreto 87.591. Com área de 1.100 hectares foi a primeira reserva biológica do Brasil, onde à cerca de 1.100 m de altitude é encontrada um Brejo de Altitude. Não há informações sobre o clima da REBIO, assim o ICMBIO assumiu que o clima desta reserva é caracterizado por dois tipos climáticos o quente e seco do verão ao outono e sub-úmido com chuvas durante o outono-inverno (MMA, 2011b).

Reserva Biológica de Saltinho (REBIO Saltinho): criada através do decreto nº 88.744 de 21 de setembro de 1983, está situada ao sul do Estado de Pernambuco, no município de Tamandaré, S 8°43'57.16" O 35°10'26.62" a 114 km de distância do Recife. Possui uma área de 538 ha, sendo mais uma importante área de preservação da biodiversidade do bioma Mata Atlântica. Apresenta pluviosidade de 1.500 mm, temperatura média de 25 °C e altitude variando de 41 a 135 m (MMA, 2012).

Reserva Particular do Patrimônio Natural Frei Caneca (RPPN Frei Caneca): localizada no município de Jaqueira, na mata sul do estado de Pernambuco e inserida em área da Usina Colônia LTDA, S 8°43'11.27" O 35° 50'11.25", apresenta 630.43 ha de Mata Atlântica e imensa diversidade de plantas, aves e reptéis. A altitude variando entre 500 e 750 m e precipitação de 1.332 mm por ano na Usina Frei Caneca (área próxima à RPPN Frei Caneca). O solo é do tipo Podzólico e o clima tropical quente e úmido e temperatura média anual de 22 °C à 24 °C (CEPAN, 2003). A RPPN Frei Caneca está situada sobre o planalto da Borborema e sobre uma cadeia de montanhas das Serras do Urubu e Espelho. Na reserva há vários fragmentos de Floresta Atlântica Montana, como a Mata do Quengo e a Mata do Jasmim (CEPAN, 2003). Diversas pesquisas vêm sendo realizadas na área, entretanto nenhuma é referente à diversidade de líquens (<http://www.rppnfreicaneca.org.br/>).

Reserva Biológica Guaribas (REBIO Guaribas): Esta reserva tem sua localização em duas cidades da Paraíba, Mamanguape onde está a sua maior porção e na cidade de Rio Tinto, S 6°44'27.46" O 35° 08'23.43". Com clima quente e úmido e temperaturas mínimas anuais variando entre 24°C e 26°C e máximas anuais entre 28°C e 30°C. Na REBIO Guaribas é possível encontrar solos que vão desde o tipo Neossolo ao Luvissole e precipitação pluviométrica de 1.700 a 2.000 milímetros por ano (MMA, 2003). O relevo é caracterizado por planícies fluviais e marinhas, além de planícies tabulares e a altitude varia de 100 a 200 m (MMA, 2003). Nesta unidade de conservação são encontradas formações florestais de floresta estacional semidecidual de terras baixas, floresta ombrófila densa aluvial e formações savânicas (MMA, 2003).

Área de Proteção Ambiental da Barra do Rio Mamanguape (APA Mamanguape): está situada nas cidades de Rio Tinto e Mamanguape, S 6°50'44.90" O 34° 55'11.17", apresenta fragmentos de Mata Atlântica, Mangue, Dunas, Restinga e Tabuleiros, situada no estado da Paraíba sendo banhada pelos rios Mamanguape e Miriri. O clima é caracterizado por ser quente e úmido do tipo As (clima tropical - com precipitação anual entre 380 a 760 mm) segundo a classificação de Köppen com temperatura média anual de 26°C e precipitação média anual de 1.460 mm. Os solos são dos tipos argissolos vermelho amarelos e neossolos quartzarênico.

Empresa Millenium Inorganic Chemicals Mineração (Cristal Company): localizada na cidade de Mataraca, S 6°29'51.25"O 34° 58'39.86", estado da Paraíba a área apresenta clima tropical chuvoso com temperatura média anual de 25,5 °C. A precipitação média anual é de 1.795 mm e o solo do tipo Neossolo quartzarênico (ESCOBAR, 2013) coberto por dunas fixas com 100 m de altura (SOUZA et al., 2010). As áreas de restinga arbóreas são caracterizadas por apresentar árvores medindo entre 4 a 10 metros, além de epífitas e lianas nos troncos e copas das mesmas (SILVA, 2013). A mineradora após retirar o minério realiza o replantio das espécies existentes no local utilizando mudas das plantas registradas na área.

Figura 10 — Áreas de coleta: A-PARNA Catimbau, Buíque, PE; B-Mata da Pimenteira, Serra Talhada, PE; C-REBIO Serra Negra, Floresta, PE; D-APA da Barra do Rio Mamanguape, PB; E-Empresa Cristal Milênio, Mataraca, PB; F-REBIO Saltinho, Tamandaré, PE; G-REBIO Guariba, Rio Tinto, PB; H-RPPN Frei Caneca, Jaqueira, PE.



Fonte: A autora A-C; E-F, 2013 e 2014; D-Camilla Maciel, 2014.

4.3 COLETAS E PROCESSAMENTO DO MATERIAL LIQUÊNICO

Foram realizadas duas coletas nas seguintes áreas: PARNA Catimbau, Mata da Pimenteira, REBIO Saltinho e RPPN Frei Caneca. Nas demais áreas foram realizadas apenas uma única coleta.

Nas coletas foi utilizado o método não-quantitativo oportunista, como descrito em Cáceres et al., (2008b), também conhecido como método de caminhamento. Em cada área, as amostras de líquens foram coletadas no maior número de árvores possível, seguindo as trilhas pré-existentes na mata e adentrando-se na vegetação.

Os talos liquênicos foram coletados usando-se faca e martelo para remoção do líquen e parte do substrato, por serem talos crostosos, seguindo o procedimento e as normas de coleta propostas por Cáceres (2007). As amostras foram levadas ao Departamento de Micologia da UFPE, onde passaram pelo processo de prensagem e secagem em temperatura ambiente por uma semana. Após a secagem, cada amostra foi colada em papel cartão de 14 × 09 cm para confecção da exsicata, registrando-se local e data de coleta, coletor e número, além de outras informações pertinentes. Em seguida, as amostras foram colocadas em freezer à -20°C por sete dias, para eliminar insetos e após esse período algumas exsicatas continuaram armazenadas em freezer para a análise molecular e o restante foi armazenado em caixas de plástico, em temperatura ambiente para posterior identificação.

Neste estudo os espécimes oriundos da Amazônia foram contabilizados e registrados na tabela para análise de filogenia de comunidades. E algumas espécies foram usadas para a extração de DNA. Também foram utilizados outros espécimes provenientes de outros estudos realizados em paralelo pelo LALIQ – Laboratório de Liquenologia, da Universidade Federal de Sergipe. O material utilizado é de origem das regiões Norte e Nordeste e pertencem aos biomas Amazônia, Mata Atlântica e Caatinga.

4.4 IDENTIFICAÇÃO DAS ESPÉCIES DE LIQUENS

Para a análise macroscópica, foram observadas a forma de crescimento do líquen, cor, forma e superfície do talo, presença, tipo e forma de estruturas reprodutivas sexuadas (ascomas) e assexuadas (sorédios e isídios), tipo e cor da margem apotecial e do disco, tipo de peritécios (agrupados ou solitários) e coloração.

Para a observação microscópica do material coletado foram feitos cortes à mão livre com lâminas de aço dos corpos de frutificação (ascomas tipo apotécio, peritécio ou lirela) e, quando necessário, de estruturas reprodutivas vegetativas (sorédios e isídios) e do talo liquênico. Os cortes foram colocados entre lâmina e lamínula em água destilada. Para a

observação de reações químicas com determinados compostos secundários do fungo liquenizado aplicou-se uma ou duas gotas de solução aquosa de hidróxido de potássio (KOH) a 10 % à preparação. A solução de Lugol a 2% foi utilizada para verificar a reação amilóide (acinzentada, azulada ou violácea) ou dextrinóide (marrom-avermelhada) das paredes dos ascos e ascosporos, das hifas e de outras microestruturas no himênio.

Para a identificação do material estudado foram utilizados literatura especializada (APTROOT et al., 2008; APTROOT et al., 2013a,b; APTROOT et al., 2016b; APTROOT, 1991; APTROOT, 2012; APTROOT; CÁCERES, 2013; APTROOT; CÁCERES, 2014; APTROOT; LÜCKING, 2016; APTROOT; LÜCKING, 2016c. APTROOT; SIPMAN; CÁCERES, 2013; ARCHER, 2006; ARCHER, 2009a; ARCHER, 2009b; BGBM, 2016; BREUSS; LÜCKING, 2015; BROECK; APTROOT; ERTZ, 2013; BUNGARTZ; DUTÁN-PATIÑO; ELIX, 2013; CÁCERES et al., 2012; CÁCERES et al., 2013; CÁCERES et al., 2014a,b; CÁCERES, 2007; CÁCERES; APTROOT, 2016; CACERES; APTROOT; LÜCKING, 2016c; CÁCERES; LIMA; APTROOT, 2013; CÁCERES; LÜCKING, 2000; CÁCERES; LÜCKING; RAMBOLD, 2008a; CACERES; RIVAS PLATA; LUECKING, 2012; DAL FORNO, 2009; ELIX, 2009; ERTZ; ELIX; GRUBE, 2010; FEUERSTEIN et al., 2014; FRISCH; OHMURA, 2012; FRISCH; THOR; SHEIL, 2014; GRUBE; GIRALT, 1996; HALE, 1978; HARADA; YAMAMOTO, 2007; KALB, 2009; LENDEMER; LUMBSCH, 2008; LIMA et al. 2013a,b; LÜCKING, 2014; LÜCKING, 2015; LÜCKING, 2015; LÜCKING, 2015b; LÜCKING, 2017; LÜCKING; ARCHER; APTROOT, 2009; LÜCKING; JOHNSTON; APTROOT, 2014; LUMBSCH et al., 2010; MANGOLD, 2009; MCCARTHY, 2001; RIVAS PLATA et al. 2010; SIPMAN, 2003; SIPMAN, 2008; STAIGER, 2002; TIMDAL, 2008 e WOLSELEY; APTROOT, 2009).

A nomenclatura foi atualizada nas bases de dados on-line: Index Fungorum (www.indexfungorum.org) e Mycobank (<http://www.mycobank.org/Biolomics.aspx?Table=Mycobank>).

Foram construídos Diagramas de Venn utilizando a ferramenta: *Calculate and draw custom Venn diagrams* disponível: <http://bioinformatics.psb.ugent.be/webtools/Venn/>. Para esta análise utilizou-se a riqueza de espécies para cada ecossistema onde houve coleta de material líquênico durante este estudo.

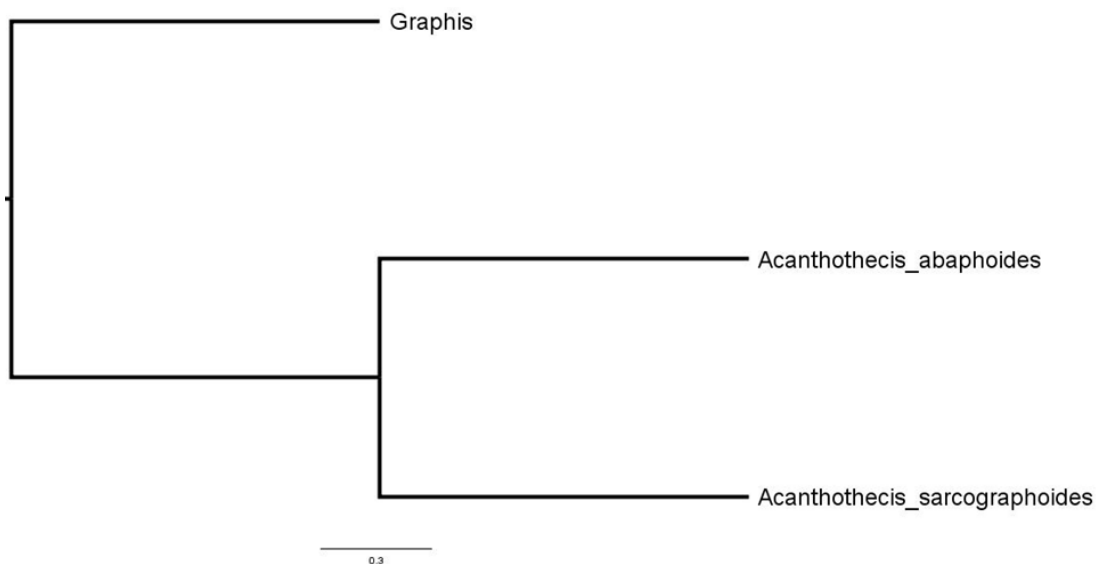
4.5 CONSTRUÇÃO DOS CLADOGRAMAS

Para a construção da superárvore, o primeiro passo foi obter a lista com todos os táxons registrados nas duas regiões brasileiras, Norte e Nordeste. Em seguida, a lista de espécies foi

classificada taxonomicamente em ordens, famílias e gêneros. Esta classificação taxonômica utilizada foi baseada em literatura especializada (APTROOT et al., 2013; CHEN et al., 2015; ERTZ; TEHLER 2011; ERTZ et al., 2015; FRISCH et al., 2014; GUEIDAN et al., 2014; HYDE et al., 2013; KAUFF & LUTZONI, 2002; LUCKING; HODKINSON; LEAVITT, 2017; LUMBSCH & LINDEMUTH 2001; MIADLIKOWSKA et al., 2006 e 2014; NELSEN et al., 2009a, 2011 e 2014b; PARNMEN et al., 2012 SCHOCH et al., 2006 e 2009; STAIGER, 2002; STAIGER et al., 2006 e RIVAS PLATA et al., 2011 e 2012). Após a classificação, foram construídas árvores no formato Newick exemplificada na Figura 11. Esse tipo de árvore foi criado em 1857 por Arthur Cayley (OLSEN'S, 1990) com o intuito de representar árvores filogenéticas ou árvores que representem a classificação taxonômica atual em computadores. Primeiramente, foi construída a árvore das ordens presentes na lista. Depois, para cada ordem, foram feitas as árvores das famílias, unindo estas árvores no final à primeira árvore de ordens. Em seguida, para cada família, foram construídas as árvores dos gêneros, e também adicionados à árvore inicial. Por último, foram incluídas as espécies em cada gênero.

O formato Newick consiste em um arquivo do tipo txt onde os nomes dos táxons registrados são descritos seguindo o seguinte modelo:

Figura 11 — Esquema e cladograma exemplificando o formato de árvore Newick.



Fonte: A autora, 2017.

Através desse arquivo, fazendo uso de parenteses e vírgulas, além de ponto e vírgula no final da descrição de todos os táxons é possível visualizar uma árvore de classificação taxonômica, utilizando o programa FigTree, baseado-se na literatura vigente.

4.6 EXTRAÇÃO, PURIFICAÇÃO E SEQUENCIAMENTO DE DNA

A extração de DNA, amplificação e sequenciamento foram realizados no laboratório de biologia molecular do *Botanical Garden and Botanical Museum Berlin* (BGBM). Sequências da pequena subunidade mitocondrial rDNA (mtSSU) e dos espaçadores internos transcritos (ITS) foram utilizados em todos os espécimes de *Helminthocarpon*. Nas amostras de *Piccolia* foram utilizados os mesmos pares de primers para a região mtSSU e os primers AL2R (MANGOLD et al, 2008a), e Nu-LSU-1125-3 '(= LR6) (VILGALYS & HESTER, 1990) para a região nuLSU. O DNA foi extraído utilizando o kit de extração de DNA e PCR para tecidos vegetais Sigma-Aldrich REDEXtract-N-Amp Plant PCR Kit – (St. Louis, Missouri, U.S.A.). As diluições foram feitas seguindo instruções do fabricante. A diluição 1:10 apresentou sucesso para amplificações por PCR, com os pares de primers iniciadores mrSSU1 e mrSSU3R para a mtSSU (ZOLLER et al., 1999) e ITS1F e ITS4 (GARDES & BRUNS 1993, White et al., 1990) para o ITS. As reações de PCR com volume de 10 µl continham 4,5 µl de água destilada, 0,5 µl de cada iniciador (10 µM), 2,5 µl do reagente e 2 µl de extrato de DNA genômico. Os parâmetros de ciclagem térmica foram ajustados como se segue: para a região mtSSU: desnaturação inicial a 95 °C por 5 min, 34 ciclos de desnaturação a 94 °C por 45 segundos, anelamento a 50 °C por 1 minuto e extensão a 72 °C por 1 minuto e 30 segundos e extensão a 72 °C por 10 minutos; para a região ITS os parâmetros utilizados foram: desnaturação inicial a 94°C por 5 min, 39 ciclos de desnaturação a 94 °C por 30 segundos, anelamento a 48°C por 30 segundos e extensão a 72 °C por 1 minuto e 30 segundos e extensão a 72 °C por 5 minutos e para a região nuLSU os parâmetros foram: desnaturação inicial a 94,5°C por 1 minuto e 15 segundos, 34 ciclos de desnaturação a 95 °C por 35 segundos, anelamento a 55°C por 55 segundos e extensão a 72 °C por 42 segundos e extensão a 72 °C por 10 minutos.

Foram utilizados 2 µL do produto da amplificação na montagem de géis de agarose a 1% (p/v), corados com brometo de etídio e visualizado em luz UV. Os produtos da PCR positivos foram purificados utilizando o kit ExoSAP-IT PCR Product Cleanup (Affymetrix). Os produtos de PCR foram enviados para Macrogen (Coréia do Sul) para sequenciamento. Os fragmentos das sequências obtidas foram reunidos com DNASTAR SeqMan 4.03 e/ou Geneious 10, inspecionados e ajustados manualmente e submetidos ao GenBank (Tabela 2).

Amostra de material fresco de *Helminthocarpon leprevostii* Fée foi coletada na REBIO Serra Negra, em Pernambuco, Brasil, pela autora e agregada a outras amostras desta mesma espécie oriundas de Cuba, coletadas por Robert Lücking, Bibiana Moncada, Carlos Viñas e Jorge Gutiérrez. O material do Brasil não produziu DNA adequado, mas as regiões alvo dos demais espécimes de Cuba foram amplificadas com sucesso. Foram realizadas tentativas de

obteção de sequências da maior subunidade nuclear rDNA (nuLSU). A exsicata do Brasil foi depositada no URM (ELL 3165).

As amostras de *Piccolia conspersa* (Fée) Hafellner foram coletadas no Brasil (Espírito Santo) e na Tailândia (Chiang Mai), e o DNA foi extraído, sendo amplificado e obtidas sequências de boa qualidade das regiões da pequena subunidade mitocondrial rDNA (mtSSU) e para a maior subunidade nuclear (nuLSU). Os primers utilizados como iniciadores para a região mtSSU foram os mesmos usados para *H. leprevostii* e para a região nuLSU utilizou-se os primers AL2R (MANGOLD et al., 2008a), e Nu-LSU-1125-3 '(= LR6) (VILGALYS & HESTER, 1990). Os parâmetros para a extração e PCR foram os mesmos utilizados para *H. leprevostii*. As exsicatas estão depositadas nos Herbários ISE e BGBM (RL 39870 ES3 - BGBM 22248).

4.7 ALINHAMENTO DAS SEQUÊNCIAS E ANÁLISE FILOGENÉTICA

Embora tenha sido conduzido o levantamento da ocorrência de diferentes grupos de líquens registrados no Norte e Nordeste do Brasil, apenas foi avaliada a filogenia de dois gêneros: *Piccolia* e *Helminthocarpon*, os quais ainda não possuem sequências depositadas.

Após confirmar que as sequências obtidas de *Helminthocarpon* pertenciam a Arthoniales por meio do programa BLAST no GenBank, foram baixadas 226 sequências do mtSSU e 674 sequências da região ITS desta ordem [acessado em 17 de agosto de 2016]. As sequências foram inicialmente alinhadas utilizando as funções -auto e sorting no MAFFT 7.304 (KATO & STANDLEY 2013) e os conjuntos de dados foram reduzidos para 90 OTUs para o mtSSU e 107 OTUs para o ITS, depois de eliminar sequências problemáticas (ou seja, com numerosas bases chamadas de ambíguas ou caindo fora do cluster de espécies correspondentes) e mantendo um máximo de uma OTU por espécie. Os conjuntos de dados finais foram então realinhados com MAFFT como descrito acima, incluindo as sequências recentemente geradas de *Helminthocarpon*, e após o corte manual de ambas as extremidades separadamente, mas sem manipulação adicional usando o programa BioEdit 7.2.0 (HALL, 1999), foram submetidos a pesquisa de árvore de máxima verossimilhança com RAxML 8.2.8 (STAMATAKIS 2015) utilizando o modelo de evolução molecular GTRGAMMA com 1000 replicações de *bootstrapping*, para obter uma filogenia padrão para cada *locus* incluindo o táxon alvo. Como outgroup para o alinhamento do mtSSU utilizamos *Myriangium duriaei* Mont. & Berk.

O alinhamento mtSSU também foi cortado manualmente (retirando as regiões ambigualmente alinhadas) e re-analisado como um menor subconjunto de táxons, com 72 OTUs, para testar o efeito sobre a topologia resultante. Com relação ao alinhamento da região ITS, o

mesmo foi sujeito ao cálculo das pontuações de confiança de alinhamento utilizando o servidor web Guidance (<http://guidance.tau.ac.il/> PENN et al., 2010a,b), sendo mantido um alinhamento automático, contendo todas as colunas alinhadas com uma pontuação de confiança de 0,70 ou superior. Um OTU também foi removido por ter baixa confiança no alinhamento.

Posteriormente, empregamos a técnica de separação filogenética (*phylogenetic binning* - PB) referência para avaliar todas as possíveis posições alternativas de *Helminthocarpon* dentro de Arthoniales, separadamente para mtSSU e ITS. Esta técnica utiliza uma árvore de referência derivada de sequências alinhadas, excluindo o táxon de consulta e subsequentemente armazena as sequências previamente alinhadas do táxon de consulta em ramos alternativos da árvore de referência. Estes posicionamentos alternativos são obtidos por *bootstrapping*. A árvore de referência é assim utilizada para calcular pesos de máxima verossimilhança para todas as posições de alinhamento com base no seu grau de consistência no filograma. Assim, mais posições homoplásicas são tem o peso diminuído e posições que têm sinal filogenético consistente com a topologia apresentam pesos elevados. A ponderação é feita sem o taxon de consulta e, portanto, a priori para a análise de sua posição. Para aplicar a abordagem PB, as sequências não alinhadas foram submetidas a um alinhamento automatizado usando MAFFT e ao cálculo das pontuações de confiança de alinhamento, usando o servidor web Guidance (<http://guidance.tau.ac.il/> PENN et al., 2010a, b). Tanto para mtSSU quanto para ITS, um alinhamento automatizado foi retido contendo todas as colunas alinhadas com uma pontuação de confiança de 0,95 ou superior. As sequências de consulta alinhadas foram então removidas dos alinhamentos para gerar os alinhamentos de referência correspondentes, os quais foram novamente submetidos a pesquisa de árvore de máxima verossimilhança com RAxML 8.2.8 (STAMATAKIS 2015) para gerar as árvores de referência. Para cada alinhamento e árvore de referência correspondente, foi calculado um vetor de peso de máxima verossimilhança de posição utilizando RAxML 8.2.8 (STAMATAKIS 2015). Finalmente, o algoritmo de posicionamento evolutivo (*Evolutionary Placement Algorithm* - EPA) foi usado, dentro do programa RAxML 8.2.8 (STAMATAKIS 2015), executando os alinhamentos completos (contendo as seqüências de consulta) sob o peso do vetor correspondente.

As sequências obtidas para *Piccolia conspersa* foram analisadas utilizando a ferramenta BLAST no site do NCBI com as sequências depositadas no Genbank [acessado em 17 de agosto de 2016] e que pertencem à classe Lecanoromycetes. Em seguida foi feito o download de 232 sequências depositadas no Genbank, que continham 1950 bp, para posteriormente serem alinhadas utilizando as funções -auto e -sorting no MAFFT 7.304 (KATO & STANDLEY 2013). Após este primeiro alinhamento, e eliminação das sequências

que apresentavam bases ambíguas, o conjunto de sequências obtidas foi reduzido a 37 sequências de mtSSU.

Logo após foi feito um novo alinhamento com as sequências restantes e incluindo as duas sequências geradas de *Piccolia conspersa* usando o programa MAFFT como descrito acima: em seguida foi feito o corte manual das extremidades separadamente, sem que houvesse manipulação adicional, usando o programa BioEdit 7.2.0 (HALL, 1999) e depois foram submetidos a pesquisa de árvore de máxima verossimilhança (VM) utilizando o programa RAxML 8.2.8 (STAMATAKIS 2015), utilizando o modelo de evolução molecular GTRGAMA com 1000 replicações de *bootstrapping* para obter uma filogenia padrão para a região de interesse. Como outgroup para o alinhamento do mtSSU utilizamos *Xylona* Gazis & P. Chaverri, pertencente à família Xylonaceae (Xylonomycetes).

4.8 FILOGENIA DE COMUNIDADES

Foi utilizado o programa Phylocom 4.2. (WEBB et al., 2008) para as análises de filogenia de comunidades, visando caracterizar as comunidades de líquens de cada bioma em um contexto filogenético, através do cálculo dos seguintes índices e métricas:

- Índice de Diversidade Filogenética (*Phylogenetic Diversity* - PD) de Faith's, que é a medida quantitativa da diversidade filogenética "PD", e tem sido definido como o comprimento total mínimo de todos os ramos filogenéticos necessários para medir um conjunto de taxa na árvore filogenética (FAITH, 1992). Soma de comprimentos dos ramos da árvore de espécies presentes na comunidade versus comprimento total dos ramos da árvore; ou seja, qual a proporção da filogenia está presente em uma comunidade?
- Média da Distância Filogenética (*Mean Phylogenetic Distance* - MPD) é a distância filogenética entre as espécies em uma comunidade contra a distâncias randomizadas; ou seja, são as espécies em uma comunidade relativamente mais proximamente ou mais distantemente relacionadas do que o esperado ao acaso?
- A Média da Distância do Táxon Filogeneticamente mais Próximo (*Mean Nearest Phylogenetic Taxon Distance* - MNTD): distância média filogenética mais próxima entre as espécies em uma comunidade contra as distâncias randomizadas; é o mesmo que o MPD, mas apenas a menor distância é considerada para cada espécie; para testar se as espécies estreitamente relacionadas formam parte da mesma comunidade.

- Índice de Relacionamento Líquido (*Net relatedness index* - NRI), descreve o grau de relação das espécies de uma comunidade de acordo com o grau de relação do total de espécies estudadas. Com isso é possível determinar se uma comunidade é filogeneticamente aglomerada, ou seja, apresenta certas linhagens dominantes, ou se é sobredispersa, com uma alta variação de linhagens diferentes; quando os valores de NRI são positivos indicam que as espécies são mais próximas filogeneticamente do que o esperado ao acaso; e quando os valores são negativos indicam que as espécies são mais distantes filogeneticamente do que o esperado ao acaso (WEBB, 2000).
- Índice do Táxon mais Próximo (*Nearest taxon index* - NTI) calcula o agrupamento filogenético terminal em uma filogenia. Ou seja, se há um aglomerado de espécies ocorrendo acima do nível gênico ou abaixo deste. Os valores de NTI tendem a ser positivos quando há muitas espécies congênicas e confamiliares (WEBB, 2000). Quando isso não ocorre, os valores de NTI tendem a ser negativos.

Através dos resultados de todos estes índices e métricas foi possível obter conclusões sobre a origem e as relações entre as comunidades de líquens nos três biomas.

Para verificar a similaridade entre as comunidades de líquens nos ecossistemas, utilizou-se o índice de Sørensen (SØRENSEN, 1948) com auxílio do programa PRIMER® 6.0 (Plymouth Routines in Multivariate Ecological Research).

5 RESULTADOS

5.1 FILOGENIA DE COMUNIDADES

A maior riqueza de espécies foi observada na Mata Atlântica, (859) onde estão inclusas áreas de Floresta Atlântica Montana e Floresta Ombrófila densa. Seguido da Amazônia (702) e da Caatinga (516). A diversidade filogenética (PD) também foi maior na Mata Atlântica (1.199), seguida pela Amazônia (1.015), Caatinga (795) e Brejos de Altitudes (571). As maiores taxas de diversidade filogenética foram observadas nas áreas de Carrasco (2559.322), Cerradão (2469.565) e Restinga (2189.542) como indicados na Tabela 2. Essa configuração indica que mesmo que estas áreas tenham em geral menos espécies e uma menor diversidade filogenética, sua diversidade filogenética relativa é muito maior, então eles têm menos espécies por clado, ou seja por gênero ou família.

A distância filogenética entre os biomas é semelhante, o que significa que praticamente todos os cladogramas estão presentes em todos os biomas e nenhum clado (maior) é específico para um único bioma (Tabela 3).

Na análise de distância do táxon mais próximo (MNTD) (Tabela 4) observou-se que a maioria das espécies não apresentam parêntes próximos no outro bioma (AMAZ-CARR, AMAZ-CERR, REST-CARR, MATA-CERR). Quando observados os os valores obtidos relativos à distância do táxon mais próximo (MNTD) entre os biomas (AMAZ-MATA, CAAT-BREJ, CAAT-MATA, CARR-CERR, BREJ-MATA) verificou-se que muitas espécies têm um parente próximo no outro bioma. Em geral, isso indica uma relação filogenética mais estreita entre CERR e CARR por um lado e entre AMAZ, MATA, CAAT e BREJ, por outro (Tabela 4).

Os altos valores positivos observados para o índice de Relacionamento líquido (NRI) nas áreas de Brejos (34.879), Caatinga (18.746) e Mata Atlântica (12.421), indicam a existência de um forte agrupamento filogenético entre essas áreas. Já os baixos valores de NRI verificados nas áreas de Restinga (-17.993) e no Cerradão (-13.661), no Carrasco (-0.3318) e na Amazônia (-0.2718) indicam a existência de uma superdispersão filogenética entre as áreas. Os altos valores para o índice do táxon mais próximo (NTI), na Caatinga (42.666), Restinga (40.794) e no Cerrado (38.281), demonstram que há muitas espécies estreitamente relacionadas no mesmo bioma. Já os valores baixos indicam que existem poucas espécies estreitamente relacionadas como observado para os biomas Brejos (-0,4163) e Mata Atlântica (-0,2863). Quando são observados baixos valores de NRI e altos para NTI, como registrado no Cerrado e na Restinga, os cladogramas são mais distantemente relacionados, mas com número relativamente elevado de

espécies. Alto NRI, mas baixo NTI (BREJ, MATA), representa maior número de clados estreitamente relacionados, mas com relativamente menos espécies por clado Tabela 5.

Tabela 2 — Diversidade filogenética de comunidades de líquens utilizando o programa Phylocom. AMAZ=Amazônia; CAAT=Caatinga; CARR=Carrasco; CERR=Cerradão; BREJ=Brejos de Altitude; MATA=Mata Atlântica; REST=Restinga.

output_pd

Sample	Ntaxa	PD	treeBL	propTreeBL	Taxa	
AMAZ	702	1.015	2.040.000	0.498	1445,869	lower
CAAT	516	795	2.040.000	0.390	1540,698	lower
CARR	118	302	2.040.000	0.148	2559,322	higher
CERR	115	284	2.040.000	0.139	2469,565	higher
BREJ	315	571	2.040.000	0.280	1812,698	lower
MATA	859	1.199	2.040.000	0.588	1395,809	lower
REST	153	335	2.040.000	0.164	2189,542	higher

Fonte: A autora, 2017.

Tabela 3 — Média da distância filogenética entre cada táxon de uma amostra de líquen em relação a cada táxon da outra amostra, utilizando a distância média par-a-par (MPD). AMAZ=Amazônia; CAAT=Caatinga; CARR=Carrasco; CERR=Cerradão; BREJ=Brejos de Altitude; MATA=Mata Atlântica; REST=Restinga.

output_comdist.

Sample	AMAZ	CAAT	CARR	CERR	BREJ	MATA	REST
AMAZ	22.982.414	23.085.741	23.753.778	23.920.971	22.637.001	22.954.363	23.709.270
CAAT	23.085.741	22.607.203	23.147.089	23.375.008	22.724.407	22.819.674	23.743.490
CARR	23.753.778	23.147.089	23.092.569	23.186.293	23.580.467	23.527.376	23.813.892
CERR	23.920.971	23.375.008	23.186.293	23.532.875	23.776.674	23.765.390	23.922.024
BREJ	22.637.001	22.724.407	23.580.467	23.776.674	22.042.543	22.523.052	23.445.087
MATA	22.954.363	22.819.674	23.527.376	23.765.390	22.523.052	22.786.831	23.790.865
REST	23.709.270	23.743.490	23.813.892	23.922.024	23.445.087	23.790.865	23.638.458

Fonte: A autora, 2017.

Tabela 4 — Distância do táxon mais próximo. AMAZ=Amazônia; CAAT=Caatinga; CARR=Carrasco; CERR=Cerradão; BREJ=Brejos de Altitude; MATA=Mata Atlântica; REST=Restinga. Valores acima de 3 indicam que muitas espécies não têm parentes próximos no outro bioma; valores abaixo de 2 indicam que muitas espécies apresentam um parente próximo no outro bioma;

output_comdistnt	Sample	AMAZ	CAAT	CARR	CERR	BREJ	MATA	REST
	AMAZ		2.182.633	3.498.496	3.633.163	2.009.483	1.585.523	2.619.162
	CAAT	2.182.618		2.107.589	2.432.223	1.765.071	1.657.624	2.414.568
	CARR	3.498.433	2.107.587		1.585.485	2.781.778	2.716.269	3.120.877
	CERR	3.633.091	2.432.208	1.585.482		3.181.751	3.065.579	2.947.020
	BREJ	2.009.466	1.765.078	2.781.802	3.181.792		1.678.889	2.457.422
	MATA	1.585.532	1.657.653	2.716.336	3.065.660	1.678.913		2.317.254
	REST	2.619.125	2.414.564	3.120.888	2.947.038	2.457.407	2.317.208	

Fonte: A autora, 2017.

Tabela 5 — Estrutura filogenética da comunidade de líquens (COMSTRUCT–WEBB, 2002), baseado na média de distância filogenética par-a-par (MPD) e na média de distância filogenética do táxon mais próximo (MNTD). AMAZ=Amazônia; CAAT=Caatinga; CARR=Carrasco; CERR=Cerradão; BREJ=Brejos de Altitude; MATA=Mata Atlântica; REST=Restinga. Valores de NRI positivos indicam aglomerado filogenético; valores negativos indicam super dispersão filogenética. Altos valores de NTI indicam que muitas espécies intimamente relacionadas no mesmo bioma; valores baixos ou negativos indicam que existem poucas espécies relacionadas no mesmo bioma.

COMSTRUCT - Phylocom output: randomization method 1, 999 runs														
plot	ntaxa	MPD	MPD.rnd	MPD.sd	NRI	MPD. rankLow	MPD. rankHi	MNTD	MNTD.rnd	MNTD.sd	NTI	MNTD. rankLo	MNTD. rankHi	runs
AMAZ	702	229.824	229.447	0.1388	-0.2718	386	613	21.880	22.046	0.0199	0.8298	795	204	999
CAAT	516	226.072	229.332	0.1739	18.746	970	29	21.647	23.005	0.0318	42.666	999	0	999
CARR	118	230.926	229.471	0.4386	-0.3318	375	624	31.525	33.798	0.1656	13.721	912	87	999
CERR	115	235.329	229.293	0.4418	-13.661	82	917	27.565	34.013	0.1684	38.281	999	0	999
BREJ	315	220.425	229.243	0.2528	34.879	999	0	25.492	25.267	0.0541	-0.4163	346	653	999
MATA	859	227.868	229.286	0.1141	12.421	890	109	21.560	21.518	0.0146	-0.2863	353	646	999
REST	153	236.385	229.341	0.3915	-17.993	30	969	25.752	30.890	0.1260	40.794	999	0	999

Fonte: A autora, 2017.

5.2 TAXONOMIA DO MATERIAL COLETADO

Foram analisadas 2823 exsicatas de líquens, contendo 3827 espécimes, coletados nas áreas de estudo. Deste total, 249 foram descartadas, pois os talos liquênicos estavam velhos ou não apresentavam esporos. Do total de espécimes analisados, foram identificadas 465 espécies, representantes de quatro classes, 31 famílias e 95 gêneros (Tabela 6).

Tabela 6 — Lista de espécies registradas nas áreas de coleta de material liquênico. CT=PARNA Catimbau - bioma: Caatinga; JAQ=RPPN Frei Caneca - bioma: Mata Atlântica; MP=Mata da Pimenteira - bioma: Caatinga; ST=REBIO Saltinho - bioma: Mata Atlântica; GA=REBIO Guaribas - Restinga (ecossistema associado ao bioma Mata Atlântica); MA=APA da Barra do Rio Mamanguape - bioma: Mata Atlântica; MT=Empresa Cristal Milênio - bioma: (ecossistema associado ao bioma Mata Atlântica); SN=REBIO Serra Negra - bioma: Caatinga.

Táxons	(continuação)									
	CT	MP	SN	JQ	MA	ST	GA	MT		
<i>Stirtonia</i> aff. <i>psoromica</i>										X
Chysostrichaceae										
<i>Chysothrix</i> sp.	X	X		X						
Lecanographaceae										
<i>Lecanographa lyncea</i> (Sm.) Egea & Torrente	X									
<i>Lecanographa</i> sp.	X									
Roccellaceae										
<i>Chiodecton</i> sp. nov.							X			
<i>Enterographa micrographa</i> (Nyl.) Rendiger									X	
<i>Enterographa sipmanii</i> Sparrius	X									
<i>Enterographa subquassiaecola</i> M. Cáceres & Lücking	X		X							
<i>Enterographa</i> sp.	X			X						
<i>Lecanactis epileuca</i> (Nyl.) Tehler				X			X			
<i>Lecanactis</i> sp.									X	
<i>Mazosia carnea</i> (Eckfeldt) Aptroot & M. Cáceres					X					
<i>Mazosia viridescens</i> (Fée) Aptroot & M. Cáceres										X
Opegraphaceae										
<i>Opegrapha cylindrica</i> Raddi				X						
<i>Opegrapha</i> aff. <i>cylindrica</i>				X						
<i>Opegrapha dekeselii</i> Ertz									X	
<i>Opegrapha</i> aff. <i>quintana</i>	X									
<i>Opegrapha</i> aff. <i>robusta</i>				X						
<i>Opegrapha subdictyospora</i> M. Cáceres, E.L. Lima & Aptroot	X									
<i>Opegrapha</i> sp. nov.	X									
<i>Opegrapha</i> sp. 1	X									
<i>Opegrapha</i> sp. 2				X						

Tabela 6 — Lista de espécies registradas nas áreas de coleta de material liquênico. CT=PARNA Catimbau - bioma: Caatinga; JAQ=RPPN Frei Caneca - bioma: Mata Atlântica; MP=Mata da Pimenteira - bioma: Caatinga; ST=REBIO Saltinho - bioma: Mata Atlântica; GA=REBIO Guaribas - Restinga (ecossistema associado ao bioma Mata Atlântica); MA=APA da Barra do Rio Mamanguape - bioma: Mata Atlântica; MT=Empresa Cristal Milênio - bioma: (ecossistema associado ao bioma Mata Atlântica); SN=REBIO Serra Negra - bioma: Caatinga.

Táxons	(continuação)									
	CT	MP	SN	JQ	MA	ST	GA	MT		
<i>Bactrospora macrospora</i> R.C. Harris				X		X				
<i>Bactrospora myriadea</i> (Fée) Egea & Torrente						X				
Dothideomycetes/ Monoblastiales/ Monoblastiaceae										
<i>Anisomeridium americanum</i> (A. Massal.) R.C. Harris				X		X			X	
<i>Anisomeridium griffinii</i> R.C. Harris					X					
<i>Anisomeridium leptospermum</i> (Zahlbr.) R. C. Harris									X	
<i>Anisomeridium polycarpum</i> (Müll. Arg.) R.C. Harris									X	
<i>Anisomeridium subprostans</i> (Nyl.) R.C. Harris	X	X	X							
<i>Anisomeridium tamarindii</i> (Fée) R.C. Harris		X		X						
<i>Anisomeridium</i> sp.	X	X		X						
Pleosporales/ Mycoporaceae										
<i>Mycoporum compositum</i> (A. Massal.) R.C. Harris	X		X			X				
<i>Mycoporum pycnocarpoides</i> Müll. Arg.									X	
Pyrenulales/ Pyrenulaceae										
<i>Mazaediothecium album</i> Aptroot				X						
<i>Pyrenula acutispora</i> Kalb & Hafellner						X				
<i>Pyrenula aggregata</i> (Fée) Fée						X				
<i>Pyrenula albohallina</i> Vain.			X		X					
<i>Pyrenula</i> cf. <i>albothallina</i>				X						
<i>Pyrenula cinnabarina</i> Aptroot, E.L. Lima & M. Cáceres	X									
<i>Pyrenula anomala</i> (Ach.) A. Massal.			X							
<i>Pyrenula aspistea</i> (Afzel. ex Ach.) Ach.				X	X	X				
<i>Pyrenula astroidea</i> (Fée) R.C. Harris					X					
<i>Pyrenula bahiana</i> Malme			X							
<i>Pyrenula balia</i> (Kremp.) R.C. Harris					X					
<i>Pyrenula</i> aff. <i>balia</i>					X					
<i>Pyrenula cocoës</i> Müll. Arg.					X		X			

Tabela 6 — Lista de espécies registradas nas áreas de coleta de material liquênico. CT=PARNA Catimbau - bioma: Caatinga; JAQ=RPPN Frei Caneca - bioma: Mata Atlântica; MP=Mata da Pimenteira - bioma: Caatinga; ST=REBIO Saltinho - bioma: Mata Atlântica; GA=REBIO Guaribas - Restinga (ecossistema associado ao bioma Mata Atlântica); MA=APA da Barra do Rio Mamanguape - bioma: Mata Atlântica; MT=Empresa Cristal Milênio - bioma: (ecossistema associado ao bioma Mata Atlântica); SN=REBIO Serra Negra - bioma: Caatinga.

Táxons	(continuação)									
	CT	MP	SN	JQ	MA	ST	GA	MT		
<i>Pyrenula complanata</i> (Mont.) Trevis.				X		X				
<i>Pyrenula cruenta</i> (Mont.) Vain.							X	X		
<i>Pyrenula</i> cf. <i>cubana</i>				X						
<i>Pyrenula dermatodes</i> (Borrer) Schaer.				X			X	X		
<i>Pyrenula elliptica</i> Müll. Arg.				X						
<i>Pyrenula inframamillana</i> Aptroot & M. Cáceres				X	X	X				
<i>Pyrenula</i> aff. <i>inframamillana</i>					X					
<i>Pyrenula laetior</i> Müll. Arg.			X		X	X	X			
<i>Pyrenula leucotrypa</i> (Nyl.) Upreti			X							
<i>Pyrenula mamillana</i> (Ach.) Trevis.				X	X	X				
<i>Pyrenula microcarpa</i> Müll. Arg.						X				
<i>Pyrenula micromma</i> Shirley							X			
<i>Pyrenula neosandwicensis</i> Aptroot			X							
<i>Pyrenula nitidula</i> (Bres.) R.C. Harris			X	X						
<i>Pyrenula occidentalis</i> (R.C. Harris) R.C. Harris				X						
<i>Pyrenula</i> aff. <i>occidentalis</i>					X					
<i>Pyrenula ochraceoflava</i> (Nyl.) R.C. Harris			X							
<i>Pyrenula ochraceoflavens</i> (Nyl.) R.C. Harris			X							
<i>Pyrenula paraminarum</i> Aptroot & M. Cáceres					X					
<i>Pyrenula pyrenuloides</i> (Mont.) R.C. Harris					X				X	
<i>Pyrenula quassiicola</i> Müll. Arg.			X		X					
<i>Pyrenula ravenelii</i> (Tuck.) R.C. Harris					X					
<i>Pyrenula rubrostigma</i> Aptroot & M. Cáceres					X	X				
<i>Pyrenula rubrostoma</i> R.C. Harris					X					
<i>Pyrenula spticolares</i>					X	X				
<i>Pyrenula subelliptica</i> (Tuck.) R.C. Harris						X				
<i>Pyrenula subglabrata</i> (Nyl.) Müll. Arg.					X					
<i>Pyrenula subgregantula</i> Müll. Arg.			X							

Tabela 6 — Lista de espécies registradas nas áreas de coleta de material liquênico. CT=PARNA Catimbau - bioma: Caatinga; JAQ=RPPN Frei Caneca - bioma: Mata Atlântica; MP=Mata da Pimenteira - bioma: Caatinga; ST=REBIO Saltinho - bioma: Mata Atlântica; GA=REBIO Guaribas - Restinga (ecossistema associado ao bioma Mata Atlântica); MA=APA da Barra do Rio Mamanguape - bioma: Mata Atlântica; MT=Empresa Cristal Milênio - bioma: (ecossistema associado ao bioma Mata Atlântica); SN=REBIO Serra Negra - bioma: Caatinga.

Táxons	(continuação)									
	CT	MP	SN	JQ	MA	ST	GA	MT		
<i>Pyrenula sublaevigata</i> (Patw. & Makhija) Upreti	X									
<i>Pyrenula subpraelucida</i> Müll. Arg.					X					
<i>Pyrenula tenuisepta</i> R.C. Harris				X						
<i>Pyrenula vernicosa</i> (Kremp.) Müll. Arg.								X		
<i>Pyrenula wheeleri</i> R.C. Harris					X					
<i>Pyrenula xanthoglobulifera</i> Aptroot, Lücking & M. Cáceres			X							
<i>Pyrenula</i> sp.	X			X						
Strigulales/ Strigulaceae										
<i>Strigula americana</i> R.C. Harris			X	X						
<i>Strigula amphora</i> Aptroot & Lücking		X								
<i>Strigula hypothallina</i> R.C. Harris				X						
<i>Strigula phaea</i> (Ach.) R.C. Harris				X						
Trypetheliales/ Trypetheliaceae										
<i>Astrothelium aeneoides</i> Aptroot										X
<i>Astrothelium aeneum</i> (Eschw.) Aptroot & Lücking										X
<i>Astrothelium cinnamomeum</i> (Eschw.) Müll. Arg.						X				X
<i>Astrothelium eustomum</i> (Mont.) Müll. Arg.				X						X
<i>Astrothelium floridanum</i> Zahlbr. ex M. Choisy										X
<i>Astrothelium grossum</i> Müll. Arg.										X
<i>Astrothelium inspersaeneum</i> E.L. Lima, Aptroot & M. Cáceres	X									X
<i>Astrothelium interjectum</i> R.C. Harris										X
<i>Astrothelium leioplacum</i> (Müll. Arg.) Aptroot & Lücking										X
<i>Astrothelium leucosessile</i> Lücking, M.P. Nelsen & Aptroot										X
<i>Astrothelium macrocarpum</i> (Fée) Aptroot & Lücking										X
<i>Astrothelium meiophorum</i> (Nyl.) Aptroot & Lücking										X
<i>Astrothelium neogalbineum</i> (R. C. Harris) Aptroot & Lücking										X
<i>Astrothelium neoinspersum</i> Aptroot										X
<i>Astrothelium nitidiusculum</i> (Nyl.) R.C. Harris	X			X			X			X

Tabela 6 — Lista de espécies registradas nas áreas de coleta de material liquênico. CT=PARNA Catimbau - bioma: Caatinga; JAQ=RPPN Frei Caneca - bioma: Mata Atlântica; MP=Mata da Pimenteira - bioma: Caatinga; ST=REBIO Saltinho - bioma: Mata Atlântica; GA=REBIO Guaribas - Restinga (ecossistema associado ao bioma Mata Atlântica); MA=APA da Barra do Rio Mamanguape - bioma: Mata Atlântica; MT=Empresa Cristal Milênio - bioma: (ecossistema associado ao bioma Mata Atlântica); SN=REBIO Serra Negra - bioma: Caatinga.

Táxons	(continuação)									
	CT	MP	SN	JQ	MA	ST	GA	MT		
<i>Stigmatochroma metaleptoides</i> (Nyl.) Marbach	X									
<i>Stigmatochroma</i> sp.	X									
Physciaceae										
<i>Physcia solediosa</i> (Vain.) Lyngé	X									
<i>Rinodina neglecta</i> Aptroot	X									
Lecanorales/ Haematommataceae										
<i>Haematomma personii</i> (Fée) A. Massal.	X	X	X							
<i>Haematomma</i> sp.	X									
Lecanoraceae										
<i>Lecanora achroa</i> Nyl.	X									
<i>Lecanora caesiorubella</i> Ach.	X									
<i>Lecanora coronulans</i> Nyl.	X									
<i>Lecanora helva</i> Stizenb	X	X	X							
<i>Lecanora hypocrocina</i> Nyl.	X		X							
<i>Lecanora leproplaca</i> Zahlbr.	X									
<i>Lecanora</i> cf. <i>leproplaca</i>	X									
<i>Lecanora leprosa</i> Fée	X	X	X							
<i>Lecanora tropica</i> Zahlbr.	X	X	X							
<i>Lecanora</i> sp.	X	X								
<i>Pyrrhospora palmicola</i> Aptroot & Seaward	X	X								
Malmideaceae										
<i>Malmidea atlantica</i> (M. Cáceres & Lücking) M. Cáceres & Kalb							X		X	
<i>Malmidea bacidinoides</i> (Lücking) Kalb & Lücking							X			
<i>Malmidea badimioides</i> (M. Cáceres & Lücking) M. Cáceres & Kalb							X			
<i>Malmidea furfurosa</i> (Tuck. ex Nyl.) Kalb & Lücking							X		X	
<i>Malmidea fuscella</i> (Müll. Arg.) Kalb & Lücking							X		X	
<i>Malmidea granifera</i> (Ach.) Kalb, Rivas Plata & Lumbsch							X			X
<i>Malmidea gyalectoides</i> (Vain.) Kalb & Lücking	X						X			

Tabela 6 — Lista de espécies registradas nas áreas de coleta de material liquênico. CT=PARNA Catimbau - bioma: Caatinga; JAQ=RPPN Frei Caneca - bioma: Mata Atlântica; MP=Mata da Pimenteira - bioma: Caatinga; ST=REBIO Saltinho - bioma: Mata Atlântica; GA=REBIO Guaribas - Restinga (ecossistema associado ao bioma Mata Atlântica); MA=APA da Barra do Rio Mamanguape - bioma: Mata Atlântica; MT=Empresa Cristal Milênio - bioma: (ecossistema associado ao bioma Mata Atlântica); SN=REBIO Serra Negra - bioma: Caatinga.

Táxons	(continuação)									
	CT	MP	SN	JQ	MA	ST	GA	MT		
<i>Malmidea hypomela</i> (Nyl.) Kalb & Lücking				X						
<i>Malmidea leptoloma</i> (Müll. Arg.) Kalb & Lücking	X			X						
<i>Malmidea leucopiperis</i>			X							
<i>Malmidea nigromarginata</i> (Malme) Lücking & Breuss				X						
<i>Malmidea piperina</i> (Zahlbr.) Aptroot & Breuss						X	X			
<i>Malmidea piperis</i> (Spreng.) Kalb, Rivas Plata & Lumbsch			X	X		X				
<i>Malmidea psychotrioides</i> (Kalb & Lücking) Kalb, Rivas Plata & Lumbsch				X						
<i>Malmidea soreidiada</i>						X				
<i>Malmidea sulphureosorediata</i> M. Cáceres, D.A. Mota & Aptroot				X						
<i>Malmidea vinosa</i> (Eschw.) Kalb, Rivas Plata & Lumbsch				X		X				
<i>Malmidea rhodopsis</i> (Tuck.) Kalb, Rivas Plata & Lumbsch				X						
<i>Malmidea</i> sp.		X		X						
Parmeliaceae										
<i>Protoparmelia multifera</i> (Nyl.) Kantvilas, Papong & Lumbsch	X	X	X							
<i>Protoparmelia</i> sp.	X									
<i>Usnea</i> sp.	X								X	
Pilocarpaceae										
<i>Byssoloma leucoblepharum</i> (Nyl.) Vain.				X						
<i>Fellhanera</i> sp.				X						
<i>Sporopodium aurantiacum</i> (Müll. Arg.) Lücking				X						
Ramalinaceae										
<i>Auriculora byssomorpha</i> (Nyl.) Kalb				X						
<i>Bacidia medialis</i> (Tuck.) Zahlbr.										X
<i>Bacidia russeola</i> (Kremp.) Zahlbr.										X
<i>Bacidia schweinitzii</i> (Fr. ex Tuck.) A. Schneid.		X								
<i>Bacidia testacea</i> Malme										X
<i>Phyllopsora furfuracea</i> Zahlbr.				X						
<i>Phyllopsora pyrromelaena</i> (Tuck.) Swinscow & Krog						X				

Tabela 6 — Lista de espécies registradas nas áreas de coleta de material liquênico. CT=PARNA Catimbau - bioma: Caatinga; JAQ=RPPN Frei Caneca - bioma: Mata Atlântica; MP=Mata da Pimenteira - bioma: Caatinga; ST=REBIO Saltinho - bioma: Mata Atlântica; GA=REBIO Guaribas - Restinga (ecossistema associado ao bioma Mata Atlântica); MA=APA da Barra do Rio Mamanguape - bioma: Mata Atlântica; MT=Empresa Cristal Milênio - bioma: (ecossistema associado ao bioma Mata Atlântica); SN=REBIO Serra Negra - bioma: Caatinga.

Táxons	(continuação)									
	CT	MP	SN	JQ	MA	ST	GA	MT		
<i>Chapsa astroidea</i> (Berk. & Broome) M. Cáceres & Lücking				X						
<i>Chapsa chionostoma</i> (Nyl.) Rivas Plata & Mangold										X
<i>Chapsa</i> aff. <i>chionostoma</i>							X			
<i>Chapsa dilatata</i> (Müll. Arg.) Kalb				X			X			
<i>Chapsa discoides</i> (Stirt.) Lücking			X					X		X
<i>Chapsa indica</i> A. Massal.							X			
<i>Chapsa leprieurii</i> (Mont.) Frisch							X			
<i>Chapsa leprocarpa</i> (Nyl.) Frisch								X		
<i>Chapsa patens</i> (Nyl.) Frisch								X		
<i>Chapsa platycarpella</i> (Vain.) Frisch				X			X			
<i>Chapsa subpatens</i> (Hale) Mangold										X
<i>Cruentotrema cruentatum</i> (Mont.) Rivas Plata, Lumbsch & Lücking				X	X					
<i>Diorygma confluens</i> (Fée) Kalb, Staiger & Elix				X						
<i>Diorygma epiglaucum</i> (Müll. Arg.) Kalb, Staiger & Elix				X						
<i>Diorygma intermedium</i> Kalb, Staiger & Elix				X						
<i>Diorygma longisporum</i> E.L. Lima, M. Cáceres & Aptroot	X									
<i>Diorygma poitaei</i> (Fée) Kalb, Staiger & Elix				X				X		
<i>Diorygma reniforme</i> (Fée) Kalb, Staiger & Elix				X						
<i>Diorygma</i> sp. Nova 1				X				X		
<i>Diorygma</i> sp. Nova 2				X						
<i>Diorygma</i> sp.	X			X						
<i>Dyplolabia afzelii</i> (Ach.) A. Massal.							X	X		X
<i>Dyplolabia oryzoides</i> (Leight.) Kalb & Staiger								X		
<i>Fissurina alboscripta</i> (Coppins & P. James) Staiger										X
<i>Fissurina dumastii</i> Fée	X			X						
<i>Fissurina</i> aff. <i>dumastii</i>								X		
<i>Fissurina dumastioides</i> (Fink) Staiger				X						
<i>Fissurina humilis</i> (Vain.) Staiger			X							

Tabela 6 — Lista de espécies registradas nas áreas de coleta de material liquênico. CT=PARNA Catimbau - bioma: Caatinga; JAQ=RPPN Frei Caneca - bioma: Mata Atlântica; MP=Mata da Pimenteira - bioma: Caatinga; ST=REBIO Saltinho - bioma: Mata Atlântica; GA=REBIO Guaribas - Restinga (ecossistema associado ao bioma Mata Atlântica); MA=APA da Barra do Rio Mamanguape - bioma: Mata Atlântica; MT=Empresa Cristal Milênio - bioma: (ecossistema associado ao bioma Mata Atlântica); SN=REBIO Serra Negra - bioma: Caatinga.

Táxons	(continuação)									
	CT	MP	SN	JQ	MA	ST	GA	MT		
<i>Fissurina pseudostromatica</i> Lücking & Rivas Plata				X						
<i>Fissurina</i> aff. <i>radiata</i>				X						
<i>Fissurina</i> sp.	X			X						
<i>Glaucotrema costaricense</i> (Müll. Arg.) Rivas Plata & Lumbsch										X
<i>Glaucotrema glaucophaenum</i> (Kremp.) Rivas Plata & Lumbsch								X	X	X
<i>Glyphis cicatricosa</i> Ach.	X		X			X	X			X
<i>Glyphis scyphulifera</i> (Ach.) Staiger	X	X	X							X
<i>Graphis acharii</i> Fée				X						
<i>Graphis anfractuosa</i> (Eschw.) Eschw.	X		X				X			
<i>Graphis asahinae</i> Patw. & C.R. Kulk.	X									
<i>Graphis aurita</i> Eschw.							X		X	
<i>Graphis caesiella</i> Vain.			X							
<i>Graphis cilindrospora</i> E.L. Lima, Lücking, L.C. Maia & M. Cáceres sp. Nov							X			
<i>Graphis cinerea</i> Fée				X						
<i>Graphis conferta</i> Zenker			X				X			
<i>Graphis dendrogramma</i> Nyl.			X							
<i>Graphis dracena</i> Vain.	X		X				X			
<i>Graphis dupaxana</i> Vain.			X							
<i>Graphis duplicata</i> Ach.				X						X
<i>Graphis duplicatoinspersa</i> Lücking				X			X			
<i>Graphis funilina</i> Aptroot										X
<i>Graphis furcata</i> Fée				X			X			
<i>Graphis geraensis</i> Redinger			X							
<i>Graphis glaucescens</i> Fée				X	X	X	X			
<i>Graphis haleana</i> R.C. Harris							X			
<i>Graphis immersicans</i> A.W. Archer	X			X						
<i>Graphis leptocarpa</i> Fée	X									
<i>Graphis librata</i> C. Knight			X							X

Tabela 6 — Lista de espécies registradas nas áreas de coleta de material liquênico. CT=PARNA Catimbau - bioma: Caatinga; JAQ=RPPN Frei Caneca - bioma: Mata Atlântica; MP=Mata da Pimenteira - bioma: Caatinga; ST=REBIO Saltinho - bioma: Mata Atlântica; GA=REBIO Guaribas - Restinga (ecossistema associado ao bioma Mata Atlântica); MA=APA da Barra do Rio Mamanguape - bioma: Mata Atlântica; MT=Empresa Cristal Milênio - bioma: (ecossistema associado ao bioma Mata Atlântica); SN=REBIO Serra Negra - bioma: Caatinga.

Táxons	(continuação)									
	CT	MP	SN	JQ	MA	ST	GA	MT		
<i>Graphis lineola</i> Ach.		X	X							X
<i>Graphis</i> aff. <i>lineola</i>		X								
<i>Graphis longula</i> Kremp.				X						
<i>Graphis lucifica</i> R.C. Harris								X		X
<i>Graphis nilgiriensis</i> Adaw. & Makhija								X		
<i>Graphis oxyclada</i> Müll. Arg.			X							
<i>Graphis</i> aff. <i>pernambucoradians</i>				X						
<i>Graphis pinicola</i> Zahlbr.								X		
<i>Graphis prunicola</i> Vain.				X						
<i>Graphis pseudocinerea</i> Lücking & Umaña				X						
<i>Graphis rhizocola</i> (Fée) Lücking & Chaves				X						
<i>Graphis scripta</i> (L.) Ach.			X		X					
<i>Graphis sitiana</i> Vain.					X					
<i>Graphis striatula</i> (Ach.) Spreng.								X		X
<i>Graphis subflexibilis</i> Lücking & Chaves								X		
<i>Graphis submarginata</i> Lücking	X									
<i>Graphis tenella</i> Ach.				X						
<i>Graphis verrucoserpens</i> Lücking										X
<i>Graphis</i> sp. nov								X		
<i>Graphis</i> sp.	X			X						
<i>Helminthocarpon leprevostii</i> Fée			X							
<i>Hemithecium balbisii</i> (Fée) Trevis.								X		
<i>Hemithecium implicatum</i> (Fée) Staiger				X						
<i>Leucodecton compunctellum</i> (Nyl.) Frisch										X
<i>Leucodecton sordidescens</i> (Fée) Lücking & Sipman								X		
<i>Leucodecton occultum</i> (Eschw.) Frisch	X		X							
<i>Melanotrema platystomum</i> (Mont.) Frisch							X	X		
<i>Melanotrema meiospermum</i> (Nyl.) Frisch								X		X

Tabela 6 — Lista de espécies registradas nas áreas de coleta de material liquênico. CT=PARNA Catimbau - bioma: Caatinga; JAQ=RPPN Frei Caneca - bioma: Mata Atlântica; MP=Mata da Pimenteira - bioma: Caatinga; ST=REBIO Saltinho - bioma: Mata Atlântica; GA=REBIO Guaribas - Restinga (ecossistema associado ao bioma Mata Atlântica); MA=APA da Barra do Rio Mamanguape - bioma: Mata Atlântica; MT=Empresa Cristal Milênio - bioma: (ecossistema associado ao bioma Mata Atlântica); SN=REBIO Serra Negra - bioma: Caatinga.

Táxons	(continuação)									
	CT	MP	SN	JQ	MA	ST	GA	MT		
<i>Myriotrema</i> cf. <i>album</i>				X						
<i>Myriotrema</i> sp. nov.				X						
<i>Ocellularia</i> aff. <i>buckii</i>						X				
<i>Ocellularia cavata</i> (Ach.) Müll. Arg.				X	X		X			
<i>Ocellularia crocea</i> (Kremp.) Overeem & D. Overeem				X	X	X	X			
<i>Ocellularia maxima</i> (Hale) Lumbsch & Mangold						X				
<i>Ocellularia papillata</i> (Leight.) Zahlbr.				X						
<i>Ocellularia percolumellata</i> Sipman		X				X				
<i>Ocellularia praestans</i> (Müll. Arg.) Hale						X				
<i>Ocellularia pseudopyrenuloides</i> Lücking								X		
<i>Ocellularia usnicolor</i> Peláez, Moncada & Lücking				X						
<i>Ocellularia viridipallens</i> Müll. Arg.				X	X	X	X			
<i>Ocellularia rondoniana</i> M. Cáceres, Aptroot & Lücking						X	X			
<i>Pallidogramme chrysenderon</i> (Mont.) Staiger, Kalb & Lücking							X			
<i>Phaeographis amazonica</i> Staiger	X		X							X
<i>Phaeographis brasiliensis</i> (A. Massal.) Kalb & Matthes-Leicht				X	X	X	X			X
<i>Phaeographis caesiodisca</i> Staiger	X		X							
<i>Phaeographis</i> aff. <i>caesiodisca</i>										X
<i>Phaeographis dendritica</i> (Ach.) Müll. Arg.						X				
<i>Phaeographis elliptica</i> Müll. Arg.							X			
<i>Phaeographis</i> aff. <i>fusca</i>										X
<i>Phaeographis</i> “ <i>fuscolobata</i> ” Sipman							X			
<i>Phaeographis haematites</i> (Fée) Müll. Arg.				X	X	X				
<i>Phaeographis intricans</i> (Nyl.) Staiger			X	X	X					X
<i>Phaeographis kalbii</i> Staiger	X									
<i>Phaeographis lecanographa</i> (Nyl.) Staiger	X									
<i>Phaeographis leiogrammodes</i> (Kremp.) Müll. Arg.			X					X		
<i>Phaeographis lobata</i> (Eschw.) Müll. Arg.			X							

Tabela 6 — Lista de espécies registradas nas áreas de coleta de material liquênico. CT=PARNA Catimbau - bioma: Caatinga; JAQ=RPPN Frei Caneca - bioma: Mata Atlântica; MP=Mata da Pimenteira - bioma: Caatinga; ST=REBIO Saltinho - bioma: Mata Atlântica; GA=REBIO Guaribas - Restinga (ecossistema associado ao bioma Mata Atlântica); MA=APA da Barra do Rio Mamanguape - bioma: Mata Atlântica; MT=Empresa Cristal Milênio - bioma: (ecossistema associado ao bioma Mata Atlântica); SN=REBIO Serra Negra - bioma: Caatinga.

	(continuação)									
Táxons	CT	MP	SN	JQ	MA	ST	GA	MT		
<i>Thelotrema defossum</i> (Müll. Arg.) Mangold										X
<i>Thelotrema leucophthalmum</i> Nyl.			X							
Gyalectaceae										
<i>Ramonia intermedia</i> Kalb					X					
Porinaceae										
<i>Myeloconis guyanensis</i> P.M. McCarthy & Elix				X						
<i>Porina</i> “ <i>pseudocyphellata</i> ”			X							
<i>Porina africana</i> Müll. Arg.				X						
<i>Porina cryptostoma</i> Malme				X	X					
<i>Porina curtula</i> Malme				X	X	X				
<i>Porina elegans</i> Malme				X						
<i>Porina eminentior</i> (Nyl.) P.M. McCarthy				X						
<i>Porina farinosa</i> C. Knight				X						
<i>Porina internigrans</i> Müll. Arg.				X						
<i>Porina mastoidea</i> Fée				X	X	X				X
<i>Porina nucula</i> Ach.				X	X					
<i>Porina pseudepiphylla</i>					X	X				
<i>Porina scabrida</i> R.C. Harris					X					
<i>Porina</i> “ <i>submastoidiza</i> ”				X		X				
<i>Porina subnucula</i> Lumbsch, Lücking & Vězda					X					
<i>Porina subpungens</i> Malme					X					
<i>Porina</i> aff. <i>Subpungens</i>					X					
<i>Porina tetracerae</i> (Ach.) Müll. Arg.				X	X					X
<i>Porina tijucana</i> Müll. Arg.					X					
<i>Porina</i> sp. 1				X						
<i>Porina</i> sp. 2					X					
<i>Trichothelium angustisporum</i> M. Cáceres & Lücking				X						

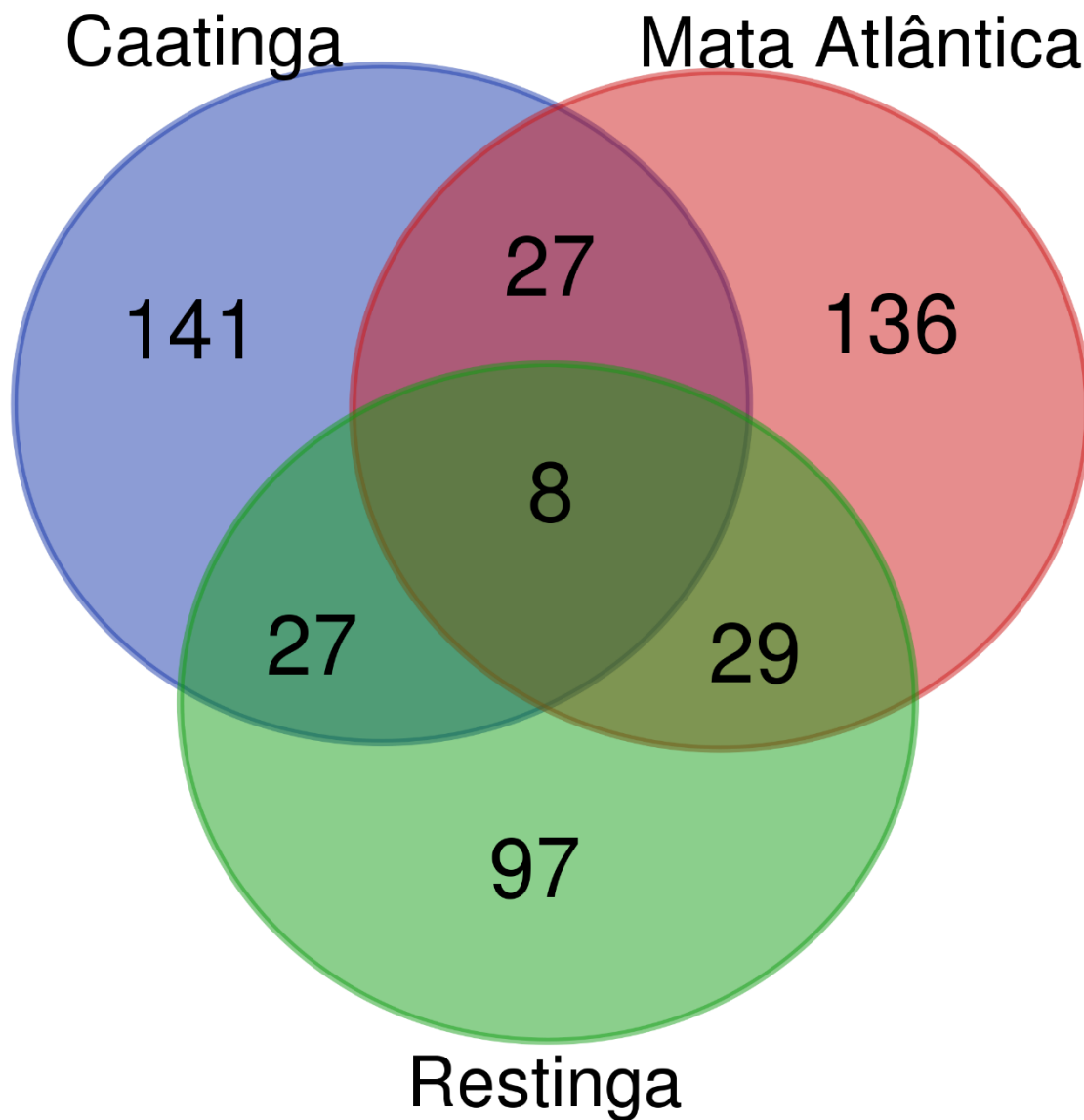
Tabela 6 — Lista de espécies registradas nas áreas de coleta de material liquênico. CT=PARNA Catimbau - bioma: Caatinga; JAQ=RPPN Frei Caneca - bioma: Mata Atlântica; MP=Mata da Pimenteira - bioma: Caatinga; ST=REBIO Saltinho - bioma: Mata Atlântica; GA=REBIO Guaribas - Restinga (ecossistema associado ao bioma Mata Atlântica); MA=APA da Barra do Rio Mamanguape - bioma: Mata Atlântica; MT=Empresa Cristal Milênio - bioma: (ecossistema associado ao bioma Mata Atlântica); SN=REBIO Serra Negra - bioma: Caatinga.

Táxons	(continuação)									
	CT	MP	SN	JQ	MA	ST	GA	MT		
Thelenellaceae										
<i>Thelenella paraguayensis</i> Malme			X							
Peltigerales/ Coccocarpiaceae										
<i>Coccocarpia erythroxyli</i> (Spreng.) Swinscow & Krog									X	
Petusariales/ Ochrolechiaceae										
<i>Ochrolechia africana</i> Zahlbr.	X									
<i>Ochrolechia</i> sp.	X									
Pertusariaceae										
<i>Pertusaria carneola</i> (Eschw.) Müll. Arg.	X									
<i>Pertusaria dehicens</i> Müll. Arg.	X									
<i>Pertusaria flavens</i> Nyl.	X	X	X							
<i>Pertusaria meridionalis</i> var. <i>ochrostoma</i> Müll. Arg.	X									
<i>Pertusaria quassiae</i> (Fée) Nyl.	X									
<i>Pertusaria ventosa</i> Malme	X									
<i>Pertusaria wulfenoides</i> B. de Lesd	X		X							
<i>Pertusaria</i> sp.	X	X		X						
Teloschistales/ Brigantiaeaceae										
<i>Brigantiaea leucoxantha</i> (Spreng.) R. Sant. & Hafellner			X							
Letrouitiaceae										
<i>Letrouitia domingensis</i> (Pers.) Hafellner & Bellem.				X						
<i>Letrouitia subvulpina</i> (Nyl.) Hafellner								X		
Teloschistaceae										
<i>Caloplaca cerina</i> Zahlbr.			X							
Incertae sedis/ Incertae sedis										
<i>Piccolia conspersa</i> (Fée) Hafellner			X							
Total	150	36	75	125	57	69	121	59		
Nº de espécies exclusivas na área	83	7	25	66	22	24	63	25		

Fonte: a autora, 2017.

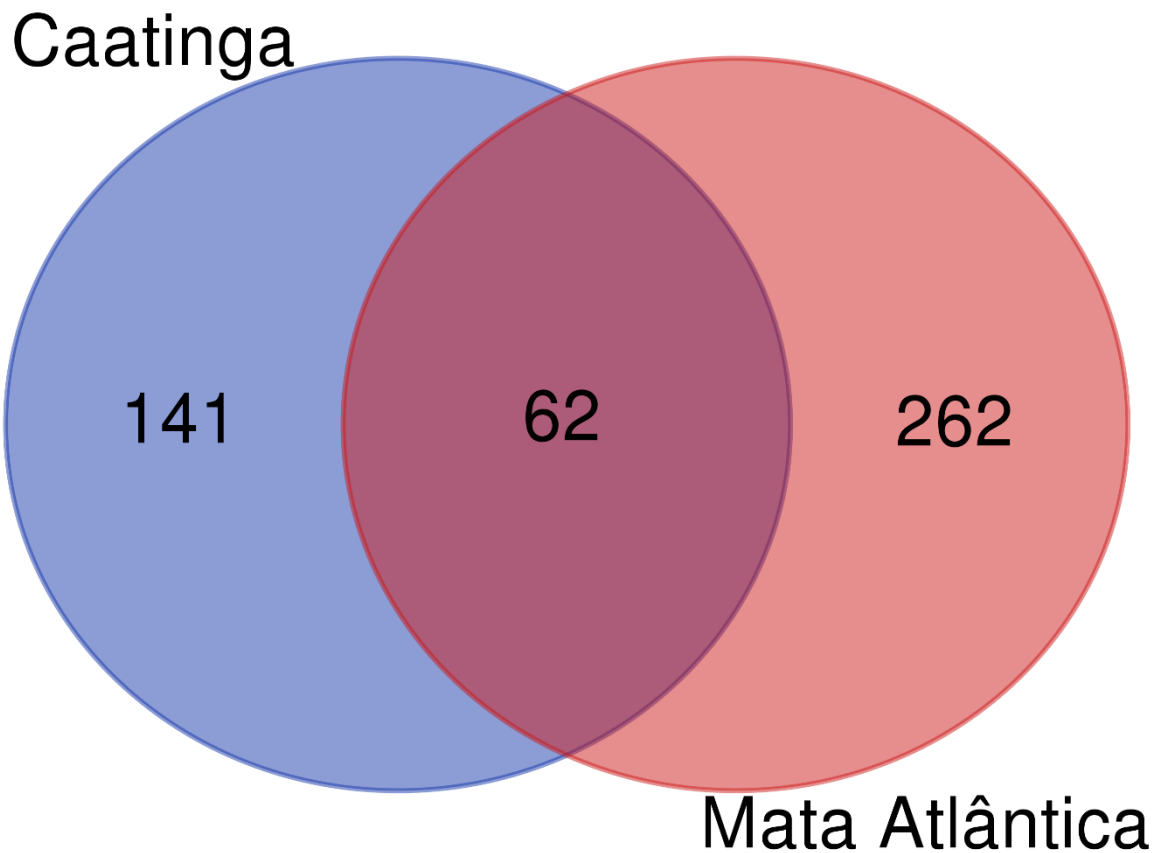
Foram registrados 203 táxons na Caatinga, 200 na Mata Atlântica e 161 e na Restinga (Figura 12). Somado o número de espécies registradas neste estudo na Mata Atlântica e na Restinga tem-se o total de 324 táxons (Figura 13).

Figura 12 — Diagrama de Venn indicando a riqueza de espécies de líquens identificadas nos biomas amostrados, e na Restinga separadamente.



Fonte: A autora (2018) utilizando a ferramenta: Calculate and draw custom Venn diagrams disponível em: http://bioinformatics.psb.ugent.be/cgi-bin/liste/Venn/calculate_venn.html. Acesso: maio de 2018.

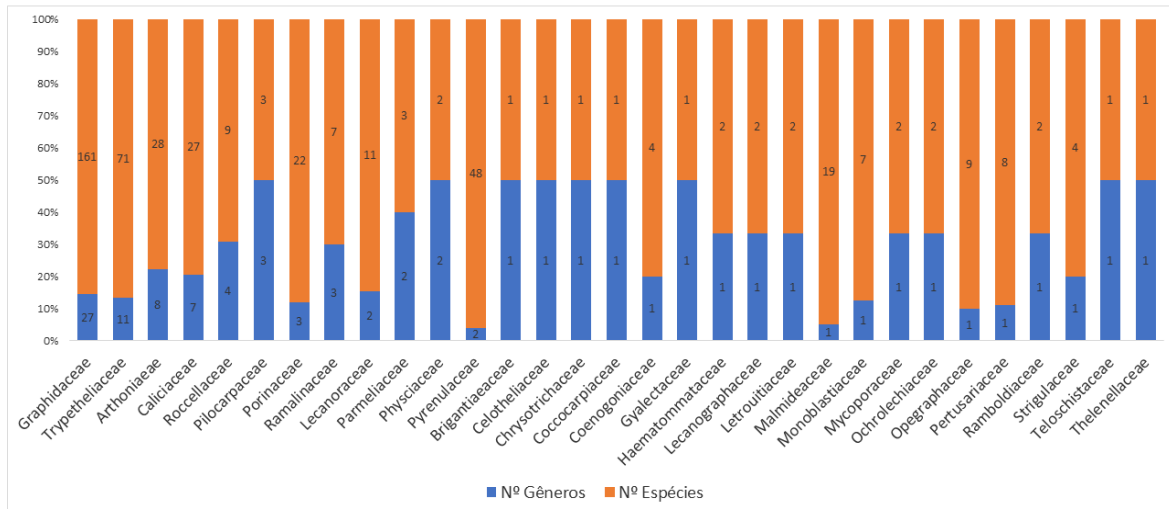
Figura 13 — Diagrama de Venn indicando a riqueza de espécies de líquens nos biomas estudados, somando o número de espécies registradas na Mata Atlântica e na Restinga e indicando o número de espécies compartilhadas e exclusivas.



Fonte: A autora (2018) utilizando a ferramenta: Calculate and draw custom Venn diagrams disponível em: http://bioinformatics.psb.ugent.be/cgi-bin/liste/Venn/calculate_venn.html. Acesso: maio de 2018.

Com relação ao número total de espécies deste estudo as famílias Graphidaceae, Trypetheliaceae, Pyrenulaceae, Arthoniaceae e Caliciaceae são as mais numerosas (Figura 14). As famílias com maior número de gêneros foram Graphidaceae (27), Trypetheliaceae (11), Arthoniaceae (8) e Caliciaceae (7). Outras três famílias apresentaram três gêneros, quatro apresentaram 2 gêneros e 19 apenas um gênero (Figura 14). Os gêneros com maior número de espécies foram: *Pyrenula* (47), *Graphis* (41), *Phaeographis* (24), *Astrothelium* (21), *Polymeridium* (20), *Porina* (20), *Malmidea* (19), *Arthonia* (13), *Chapsa* (12) e *Ocellularia* (11) (Figura 14).

Figura 14 — Abundância de espécies por famílias e gêneros de líquens registrados durante coletas.



Fonte: A autora, 2018.

As áreas que apresentaram maior número de espécies foram: PARNA Catimbau (150), no bioma Caatinga, a RPPN Frei Caneca (125), no Bioma Mata Atlântica e a REBIO Guaribas (121) no ecossistema associado à Mata Atlântica, Restinga.

Na Caatinga houve a predominância das famílias: Arthoniaceae, Graphidaceae, Trypetheliaceae, Caliciaceae, Pyrenulaceae, Pertusariaceae e Malmideaceae. Na Mata Atlântica as famílias Arthoniaceae, Pyrenulaceae, Graphidaceae, Malmideaceae, Porinaceae, Trypetheliaceae, Monoblastiaceae são as mais representativas. E nas áreas de Restinga as famílias Arthoniaceae, Graphidaceae e Trypetheliaceae são as que apresentam maior número de espécies.

Como resultado desse estudo tem-se 18 novas espécies de líquens para a ciência. *Astrochapsa dispersa* E.L. Lima, Lücking, L.C. Maia & M. Cáceres, *Chapsa angustispora* E.L. Lima, Lücking, L.C. Maia & M. Cáceres e *Graphis cilindrospora* E.L. Lima, Lücking, L.C. Maia & M. Cáceres (LIMA et al., 2016) e *Pyrenula cinnabarina* Aptroot, E.L. Lima & M. Cáceres (APTROOT et al., 2015) já foram publicadas e são aqui brevemente citadas na Tabela 7.

Tabela 7 — Novas espécies de líquens registradas para a ciência durante este estudo. * Espécies publicadas. ** Espécies descritas nesse estudo*** Espécies com descrição em preparação.

Espécies	Família
<i>Astrochapsa inspersa</i> E.L. Lima, Lücking, L.C. Maia & M. Cáceres*	Graphidaceae
<i>Astrochapsa</i> sp. Nov. **	Graphidaceae
<i>Chapsa angustispora</i> E.L. Lima, Lücking, L.C. Maia & M. Cáceres*	Graphidaceae
<i>Diorygma</i> sp. Nov. 1**	Graphidaceae
<i>Diorygma</i> sp. Nov. 2**	Graphidaceae
<i>Graphis cilindrospora</i> E.L. Lima, Lücking, L.C. Maia & M. Cáceres*	Graphidaceae
<i>Graphis</i> sp. Nov. **	Graphidaceae
<i>Hemithecium</i> sp. Nov. ***	Graphidaceae
<i>Myriotrema</i> sp. Nov. ***	Graphidaceae
<i>Phaeographis</i> sp. Nov. ***	Graphidaceae
<i>Pyrenula cinnabarina</i> Aptroot, E. L. Lima, M. Cáceres.*	Pyrenulaceae
<i>Sarcographa</i> aff. <i>astroidea</i> sp. Nov. **	Graphidaceae
<i>Schizotrema</i> sp. Nov. **	Graphidaceae
<i>Thelotrema</i> aff. <i>subtile</i> sp. Nov. **	Graphidaceae
<i>Malmidea</i> sp. Nov. ***	Malmideaceae
<i>Porina</i> sp. Nov. ***	Porinaceae
<i>Chiodecton</i> sp. Nov. ***	Roccellaceae
<i>Opegrapha</i> sp. Nov. ***	Roccellaceae

Fonte: A autora, 2017.

5.2.1 Descrição de novas espécies de líquens para a ciência

Graphidaceae

Astrochapsa submuralis E.L. Lima, Lücking & M. Cáceres sp. Nov.

Figura 15, A–D.

Mycobank No: MB 818182

Diagnose: Difere de todas as outras espécies de *Astrochapsa* pela presença de pequenos ascosporos submuriformes, 16–22 × 4–9 µm.

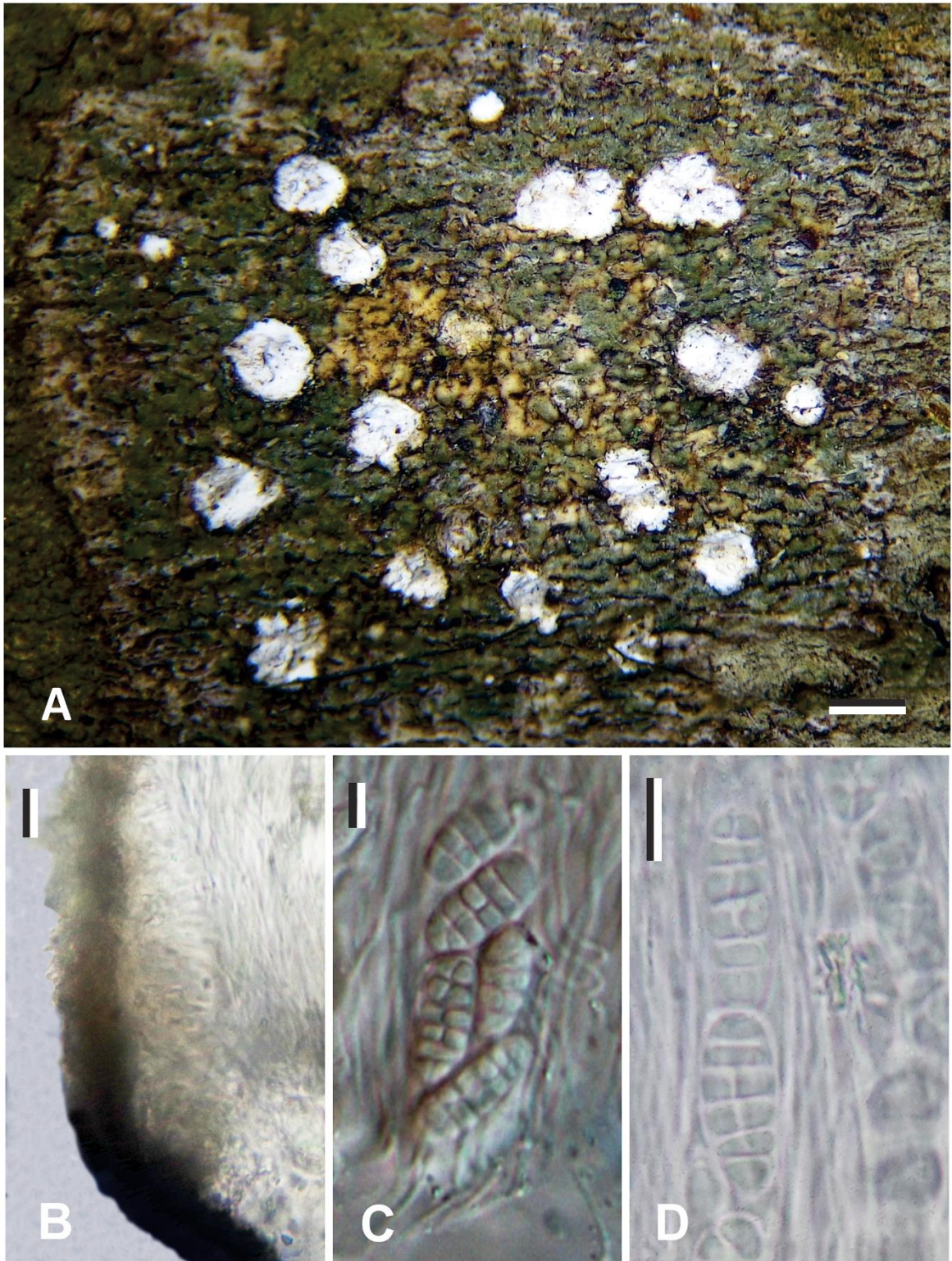
Material examinado: BRASIL. Paraíba: APA da Barra do Rio Mamanguape - Rio Tinto, Mamanguape. Em tronco de árvore viva, S 6° 50' 07".2 O 34° 55' 22".6, 04 de novembro de 2014, Lima, E.L.L. 2700 (URM 87746 – holótipo).

Descrição: Talo marrom esverdeado, liso e aureolado, 1,8 mm de diâmetro; córtex cartilaginoso, compacto, 90–120 µm de espessura, protalo ausente. Apotécios erumpentes, com margem lobulada a recurvada. Excípulo não carbonizado, cinza, 30 µm de espessura, com muitos cristais nas regiões corticais e basais. Epitécio marrom, 35 × 20 µm; himênio não

insperso, 90 μm de comprimento; hipotécio amarelo claro, com 20 μm de espessura. Paráfitas simples 1,0 μm de espessura. Perifisóides presentes, perpendiculares ao himênio, 20–40 \times 1,0 μm . Asco cilíndrico, 73–90 \times 16–20 μm , com 8 ascósporos. Ascósporos submuriformes, hialinos, fusiformes, 16–22 \times 4–9 μm . **Química:** Talo e pseudoestroma UV-, I-, K-. **Ecologia e distribuição:** Encontrada em fragmento de Floresta Atlântica próximo a praia. Coletada em casca de árvore viva com poucas lenticelas e poucas fissuras.

Comentários: O gênero *Astrochapsa* Parmen, Lücking & Lumbsch, foi proposto em 2012 para acomodar algumas espécies do gênero *Chapsa* A. Massal. que apresentavam talo corticado ou ecorticado, apotécio erumpente com margens bastante recurvadas, excípulo geralmente marrom, ascósporos hialinos ou raramente marrons, septados a muriformes, fusiformes-elipsóides a oblongo-cilíndricos, I- (Parmen et al. 2012). Difere de *Astrochapsa alstrupii* (Frisch) Parmen, Lücking & Lumbsch, que apresenta excípulo próprio cupular, ascósporos muriformes, um pouco maiores, 28–31 \times 7,5–9 μm , mas o tipo de apotécio agrupado ao nível do talo é muito diferente. Difere de *Astrochapsa pseudophlyctis* (Nyl.) Parmen, Lücking & Lumbsch que apresenta ascósporos densamente muriformes, bem maiores (32–60 \times 12–20 μm), e de *Astrochapsa pulvereodiscus* (Hale) Parmen, Lücking & Lumbsch, com ascósporos 9–12 \times 4–6 μm , muriformes, marrons (FRISCH, 2006; PARNMEN et al., 2012; RIVAS-PLATA et al., 2010).

Figura 15 — *Astrochapsa submuralis* (holótipo-URM): A. Talo com apotécios; B. Perifisóides laterais no excípulo; C. Asco com ascósporos maduros; D. Detalhe dos ascósporos submuriformes. Escalas: A = 0,1 cm, B = 20 μ m, C e D = 10 μ m.



Fonte: LIMA, E. L. et al., 2016.

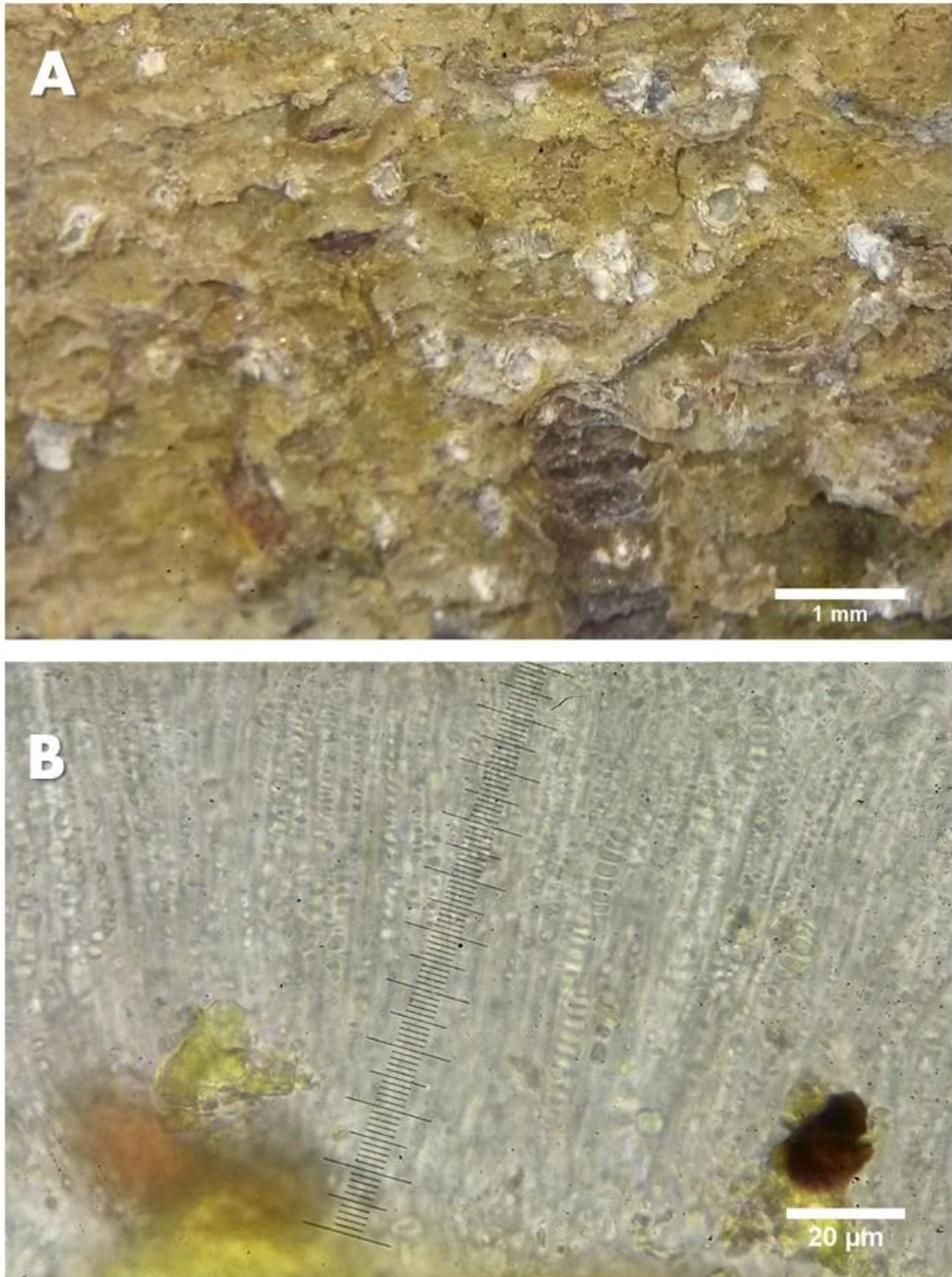
Astrochapsa sp. Nov. Figura 16 A-B.

Diagnose: difere das demais espécies por apresentar coloração verde-amarelada no talo e esporos medianos ($23\text{--}36 \times 5\text{--}6 \mu\text{m}$) com até 12 septos.

Material examinado: Brasil. Pernambuco: Tamandaré, Reserva Biológica de Saltinho, $S8^{\circ}43'29.55''$ $W53^{\circ}10'43.44''$, vivendo em tronco de árvore, 12 de dezembro de 2013, ELL 2198 (URM 88519-holotipo).

Descrição: Talo corticícola, verde-amarelado, brilhoso, com poucas fissuras, corticado com 2 cm de diâmetro. Córtex superior verde limão, $50 \mu\text{m}$ de espessura, retangular com cristais grandes esverdeados; protalo ausente. Apotécio imerso, $0,2\text{--}0,5 \text{ mm}$ de diâmetro, redondo, croodiscoíde, cobertura talina completa, margem (forma triangular à angular) levantada e disco exposto; disco e margem com pruína branca fina; excípulo próprio não carbonizado, $40\text{--}50 \mu\text{m}$ de largura, verde limão, I+ azul; epitécio amarelo, $10\text{--}20 \mu\text{m}$ de espessura; himênio insperso, $95\text{--}120 \mu\text{m}$ de altura; hipotécio amarelo-esverdeado claro, $15\text{--}30 \mu\text{m}$ de espessura. Paráfises não ramificadas, $1,5 \mu\text{m}$ de espessura. Perifisoídes distintos, $20 \mu\text{m}$ de altura, perpendicular ao excípulo. Ascospores cilíndricos, $60\text{--}70 \times 12\text{--}20 \mu\text{m}$. Ascospores fusiformes, oito por asco, hialinos, I+ azul, $8\text{--}12$ septos, $23\text{--}36 \times 5\text{--}6 \mu\text{m}$, com parede fina e lúminas em forma de lentes. Picnídios não observados. **Química:** K-, UV-. Ecologia e distribuição: Encontrado em fragmento de Mata Atlântica no litoral do estado. Coletado em tronco de árvore viva. Casca com poucas lenticelas e rachaduras. **Comentários:** *Astrochapsa* Parmen, Lücking & Lumbsch (2012:8) foi criado para abrigar espécies de *Chapsa* A. Massal. (1860: 257) que apresentavam o talo fino e esporos não amilóides. Esta espécie difere da demais por apresentar uma combinação de coloração do talo, tamanho dos esporos e a reação com o lugol distintas. Difere de *A. lassea* (Mangold) Parmen, Lücking & Lumbsch, que apresenta talo fino, verde claro, ascoma erumpente, ascospores menores ($10\text{--}15 \times 4\text{--}6 \mu\text{m}$) e com menor número de septos. E de *Astrochapsa astroidea*. (Berk. & Broome) Parmen, Lücking & Lumbsch que apresenta margem talina mais recurvada, ascomas ligeiramente mais irregulares, ascospores fusiformes à clavados, medindo $09\text{--}20 \times 3\text{--}5 \mu\text{m}$ e $2\text{--}7$ septos.

Figura 16 — *Astrochapsa* sp. Nov. A. Talo com apotécios; B. Himênio com ascos maduros com ascósporos hialinos e septados.



Fonte: LIMA, E. L. et al., 2017.

Chapsa angustispora E. L. Lima, Lücking & M. Cáceres sp. Nov. Figura 17, A–B.

Mycobank No: MB 818183

Diagnose: Diferi de todas as outras espécies de *Chapsa* pela presença de grandes e estreitos ascósporos muriformes, medindo $50\text{--}74 \times 11\text{--}12 \mu\text{m}$.

Tipo: BRASIL. Paraíba: Reserva Biológica Guaribas, Mamanguape. Trilha próxima ao alojamento dos pesquisadores, em tronco de árvore viva, S $6^{\circ}44'27''.5$ O $35^{\circ}08'23''.4$, 06 de novembro de 2014, Lima, E.L. 2702 (URM 87753 – holótipo).

Descrição: Talo corticícola, cinza brilhante a cinza esbranquiçado, farinoso, fissurado, com 4,3 cm de diâmetro, opaco, ecorticado a endoperidermal, com presença de cristais de oxalato de cálcio. Camada de fotobionte não distinta; protalo ausente, medula endoperidermal. Apotécio croodiscoíde, erumpente para proeminente, arredondado a alongado, $0,9\text{--}1,5 \times 0,4\text{--}0,6 \text{ mm}$, geralmente com 1–2,3 agregados. Margem levantada, profundamente fissurada a lobada, vertical e muito recurvada, com uma superfície interna fina, branco a cinza claro, algumas vezes com a superfície cristalina. Excípulo próprio livre. Disco bege claro, coberto com uma finíssima camada de pruína branca. Epihimênio verde amarelado, $20 \mu\text{m}$ de altura. Perifisoídes distintos, de $10\text{--}15 \mu\text{m}$ de comprimento, de coloração amarela, inseridos no excípulo perpendicularmente ao himênio, que mede $100\text{--}120 \mu\text{m}$ de altura e é insperso; paráfises simples, retas, $0,5 \mu\text{m}$ de espessura, moniliformes a ocasionalmente ramificadas, com finos grânulos acinzentados. Hipotécio com $10 \mu\text{m}$ de espessura, hialino. Ascos cilíndricos, $115\text{--}125 \times 35\text{--}40 \mu\text{m}$. Ascósporos elipsóides a globosos, 4–6 por asco, hialinos, 17–18 septos, densamente muriformes, $50\text{--}74 \times 11\text{--}12 \mu\text{m}$, com parede fina e lúminas retangulares. Picnídios não observados. **Química:** Talo UV-, K-, I-, C-. **Ecologia e distribuição:** *Chapsa angustispora* é conhecida apenas de uma única coleta em mata de restinga associada à floresta Atlântica. Coletada de tronco vivo de árvore em área aberta.

Comentários: É uma espécie conspícua, caracterizada por apotécios grandes e arredondados, algumas vezes agregados, com himênio insperso, excípulo próprio livre e ascósporos com endosporo bem desenvolvido. Difere de *Chapsa patens* (Nyl.) A. Frisch que apresenta talo cinza esverdeado com excípulo fusionado com o talo, ascos com um ascósporo hialino, densamente muriforme e maior ($90\text{--}158 \times 22\text{--}35 \mu\text{m}$). Também é semelhante a *Chapsa niveocarpa* Mangold, mas essa espécie apresenta himênio não insperso e ascósporos mais densamente muriformes e mais largos. Outra espécie semelhante é *Chapsa leprocarpa* (Nyl.) Frisch, que tem um ascósporo por asco, densamente muriforme e maior $60\text{--}111 \times 20\text{--}41 \mu\text{m}$ (FRISCH, 2006).

Figura 17 — *Chapsa angustispora* (holótipo-URM): A. Talo com apotécios; B. Ascósporos dentro do asco. Escalas: A = 5 cm, B = 50 μ m.



Fonte: LIMA, E. L. et al., 2016.

Diorygma sp. Nov. Figura 18 A.

Diagnose: difere de *Diorygma epiglaucum* por apresentar lirelas alongadas e ramificadas, disco aberto e sem estrias.

Materialexaminado: BRASIL. Pernambuco, Jaqueira: Reserva Particular do Patrimônio Natural Frei Caneca. Trilha próxima ao alojamento dos pesquisadores, coordenadas aproximadas: S 8°43'13.20" O 35°50'39.72" em tronco de árvore viva, coordenada aproximada, 10 de dezembro de 2013, Lima, E.L. 2015 (URM 88480 – holótipo).

Descrição: Talo corticícola com 8 × 2 cm diâmetro, 80–110 μ m de espessura, contínuo, farinoso; superfície lisa, opaca; protalo presente bissóide, marrom escuro, 0,2 mm de espessura; córtex superior 80–110 μ m, alaranjado, com camada de fotobionte, cristais de oxalato de cálcio incrustados no epitécio, 30 μ m de espessura. Lirela erumpente alongada e ramificada, com margem talina lateral, espessa, branca com 0,25 mm, disco aberto, branco, com margem própria grossa, lábio liso. Excípulo marrom escuro, 30–50 μ m de largura; himênio não insperso, 210–250 μ m, paráfises simples, medindo 1,0 μ m; hipotécio com 20–30 μ m de altura, verde; epitécio

indistinto. Asco $160 \times 50 \mu\text{m}$. Ascósporos, murifome, marrom, 1 ou 2 por asco, fusiforme-oval, $140 \times 45 \mu\text{m}$, com comprimento de 3 vezes maior que sua largura. **Química:** no talo: K+ amarelo forte, C-, UV+ laranja-rosa. **Comentários:** Essa espécie tem como principal característica a morfologia do ascoma, que é totalmente diferente de *Diorygma epiglaucum* (Müll. Arg.) Kalb, Staiger & Elix. **Espécimes adicionais examinados:** ELL 2015D, ELL 2020.

Figura 18 — *Diorygma* sp. Nov. 1. (Holotipo URM): G. Talo com lirelas proeminentes a erupentes; H. Ascosporos maduros.



Fonte: LIMA, E. L. et al., 2017.

Diorygma sp. Nov. 2 Figura 19. A.

Diagnose: difere das demais espécies por apresentar a lirela com cristais de óxalato de cálcio e UV+ amarelo alaranjado.

Material examinado: BRASIL. Paraíba: Reserva Biológica Guaribas, Mamanguape. Trilha próxima ao alojamento dos pesquisadores, em tronco de árvore viva, $S6^{\circ}44'45''$.8 $O35^{\circ}08'39''$.0, 06 de novembro de 2014, Lima, E.L. 4384 (URM 89189 – holótipo).

Descrição: Talo corticícola com $4,5 \times 3$ cm diâmetro, contínuo; cartilaginoso, superfície enrugada, desigual, opaca; protalo presente, cinza claro; córtex superior espesso fotobiontes espalhados, com camada de algas irregular e cristais de $110 \mu\text{m}$ de espessura, cristais de oxalato de cálcio incrustados nas laterais e abaixo do excípulo e no talo. Lirelas curtas e enroladas,

proeminentes, medindo 0,3–0,7mm, com margem talina completa; disco aberto, branco, com margem própria grossa, lábio liso, 1,5–2,0 mm. Excípulo marrom esverdeado, 35–40 μm de largura; himênio não insperso, 145–165 μm , paráfises não ramificadas; hipotécio 20 μm de altura, verde; epitécio 45 μm cinza esverdeado. Asco cilíndrico, 120–160 \times 22–40 μm . Ascósporos muriforme, 8 por asco, cilíndrico com constricção mediana, 55 \times 10–11 μm .

Comentários: Essa espécie apresenta lirelas alongadas e algumas vezes agregadas. Assemelha-se a *Diorygma encantatum* Feuerstein & Eliasaro quanto a morfologia das lirelas, que são arredondadas mais apresentam o disco maior e mais aberto (FEUERSTEIN et al., 2014).

Química: I-, K-, UV+ amarelo alaranjado forte. **Espécimes examinados:** Pernambuco, Tamandaré, Reserva Biológica de Saltinho, S 8°44'00.05" O 35°10'28.97", 29 de abril de 2014, ELL 2761.

Figura 19 — *Diorygma* sp. Nov. 2. (Holotipo URM): A. Talo com lirelas alongadas em forma de rosetas, proeminentes a erumpentes.



Fonte: LIMA, E. L. et al., 2017.

Graphis cilindrospora E.L. Lima, Lücking & M. Cáceres sp. Nov. Figura 20, A–D.

Mycobank No: MB 818184

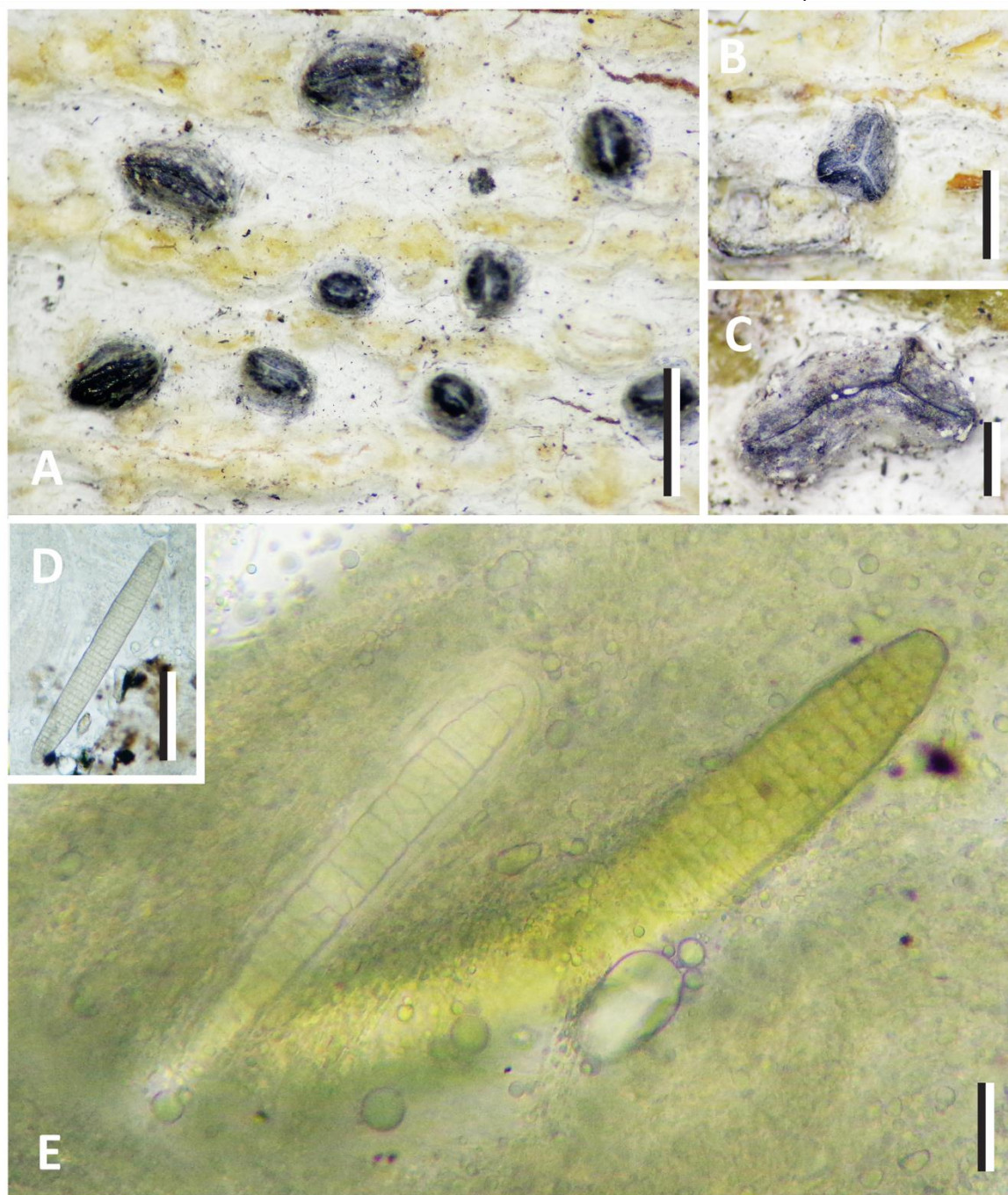
Diagnose: Difere de todas as outras espécies de *Graphis* por causa dos grandes ascósporos, 240–300 \times 29–38 μm , cilíndricos, marrons e densamente muriformes.

Tipo: Brasil. Paraíba: Reserva Biológica Guaribas, Mamanguape. Trilha próxima ao alojamento dos pesquisadores, em tronco de árvore viva, S 6°44'32".5 O 35°08'27".7, 05 de novembro de 2014, Lima, E.L. 2701 (URM 87749 – holótipo).

Descrição: Talo corticícola com cerca de 2,5 cm diâmetro, 15 µm de espessura, contínuo; superfície lisa, desigual, opaca a ligeira brilhante; protalo presente, cinza escuro, 0,5 mm de espessura; córtex superior fino, cartilaginoso com camada de algas irregular e cristais de oxalato de cálcio incrustados nas laterais do excípulo e no talo. Apotécio redondo a ligeiramente alongado, lireliforme, levemente curvado, proeminente a sésil, com margem talina completa, 15 µm de espessura; disco fechado, preto, com margem própria grossa, lábio liso, margem talina fina, cinza, cobrindo completamente todo o lábio. Excípulo apicalmente inteiro, completamente carbonizado, 140–160 µm de largura; himênio cinza, fortemente insperso, 250–300 µm, paráfises finas; hipotécio com 30–40 µm de altura, amarelo esverdeado; epitécio indistinto. Asco cilíndrico, 300–350 × 39–48 µm. Ascósporos 1 por asco, cilíndrico, 240–300 × 29–38 µm, com comprimento de 8–10 vezes maior que sua largura, com mais de 40 septos transversais, marrons. **Química:** Talo e pseudoestroma: UV-, I-, C-, K-; ascósporo I+ azul. TLC: não observado. **Ecologia e distribuição:** *Graphis cilindrospora* é conhecida apenas de duas coletas em mata de restinga associada à Floresta Atlântica. Coletadas em tronco vivo de árvores em área aberta.

Comentários: Esta espécie é caracterizada por ascomas curtos e pequenos a alongados do tipo lirela, sempre com o lábio distintamente carbonizado, sem estrias e com grandes ascósporos muriformes cilíndricos. É semelhante à *Graphis phaeospora* Vain., mas esta difere por apresentar de 1–4 ascósporos menores por asco (LÜCKING et al., 2009). Outra espécie similar é *Graphis brachylirellata* M. Cáceres & Lücking, mas esta espécie apresenta ascósporos menores e fusiformes, 120–150 × 25–30 µm, com comprimento 4–5 vezes maior que a largura. Além disso, esta espécie apresenta o excípulo apicalmente crenulado, completamente carbonizado, medindo 100–200 µm de largura, de cor preta, lateralmente coberto pelo talo e com grandes cristais de oxalato de cálcio no talo (Cáceres et al. 2012). **Espécimes adicionais examinados:** BRASIL. Paraíba: Reserva Biológica Guaribas, Mamanguape. Trilha próxima ao alojamento dos pesquisadores, em tronco de árvore viva, 05 de novembro de 2014, Lima, E.L. 2703.

Figura 20 — *Graphis cilindrospora* (holótipo-URM): A. Talo com lirelas, B–C. Ascomas; D. Ascósporo maduro; E. Asco com ascósporos imaturo (à direita) e maduro (à esquerda).
Escala: A e B = 1,0 mm, C = 0,5 mm, D e E = 100 µm.



Fonte: LIMA, E. L. et al., 2016.

Graphis sp. Nov. Figura 21, A-B.

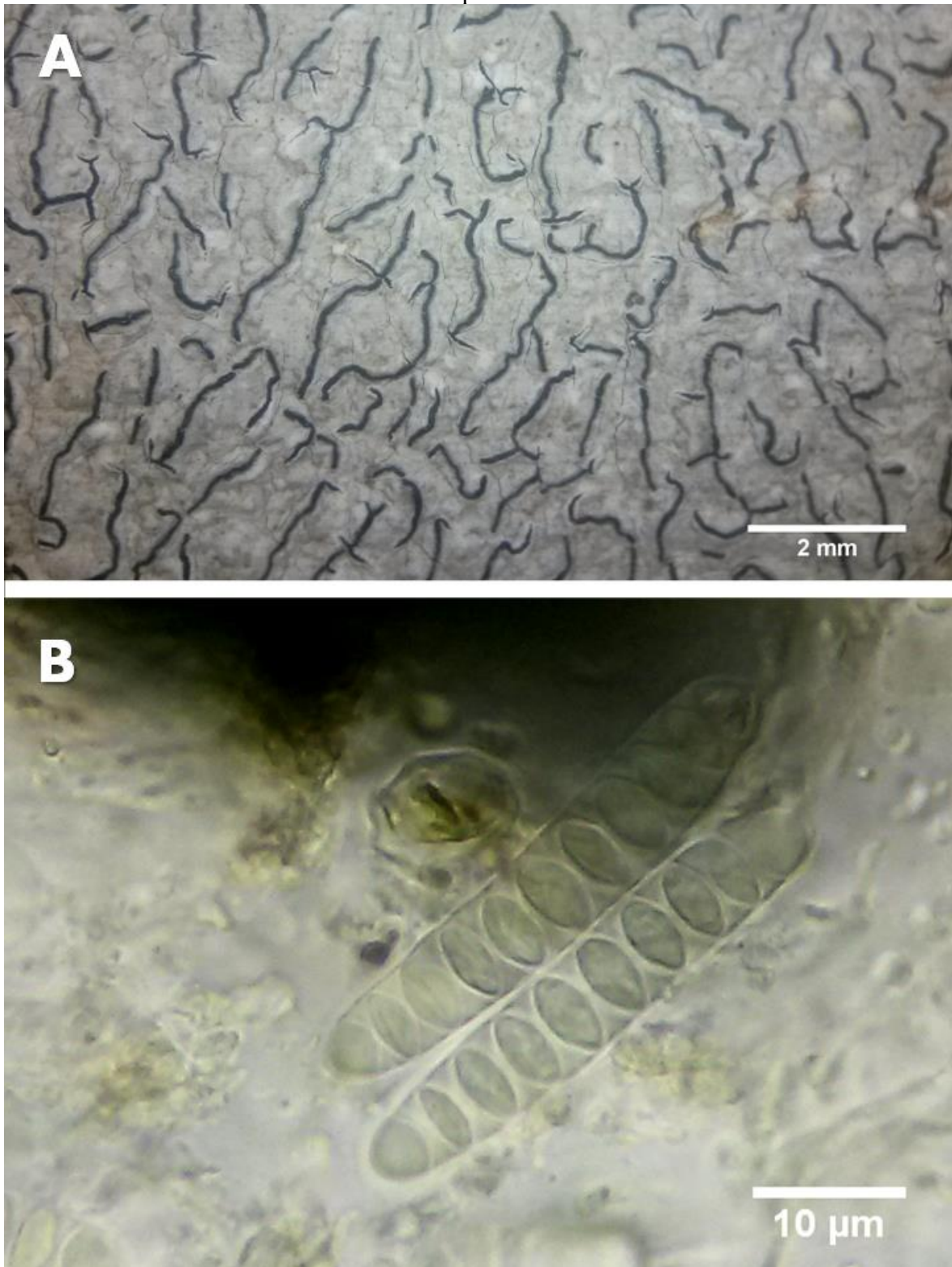
Diagnose: difere de outras espécies de *Graphis* por apresentar lirelas muito alongadas, ramificadas e pela presença de reação positiva de K+laranja escuro e P+ amarelo no talo.

Material examinado: Brasil. Pernambuco: Floresta, Reserva Biológica Serra Negra, trilha próxima ao Ponto de Apoio aos pesquisadores da REBIO Serra Negra, S 8°39'31.13".5 O 38°01'07.27".0, em tronco de árvore, 06 de junho de 2014, ELL 3164 (URM 88705-holotipo).

Descrição: Talo corticícola, cinza, opaco, macio, ecorticado, medindo 5,5 × 1,5 cm, Córtex superior com 15µm de espessura, verde claro com camada de fotobionte espessa, células arredondadas, cristais de oxalato de cálcio amarelo-claro dispersos pelo córtex; protalo presente marron escuro a preto, 0,5 mm. Lirela erumpente, alongada e ramificada, com margem talina apical, medida da lirela; disco fechado; lábios inteiros. Excípulo lateralmente carbonizado, medindo 58 µm; himênio não insperso, amarelo, 30–87 µm de altura, paráfises não ramificadas, hipotécio amarelo alaranjado 87 µm de altura, epitécio indistinto. Asco cilíndrico, medindo 50–60 × 15–20 µm, com 8 ascosporos. Ascosporos cilíndricos, hialinos, medindo 33–43 × 4,5–6 µm, 10–11 septos, I+ violeta. **Química:** Corte: K+ verde limão tornando-se vermelho com formação de cristais de cor laranja. Talo: K+laranja escuro, P+ amarelo, UV-. **Ecologia e distribuição:** Encontrado em fragmento de Caatinga na região do Sertão de Itaparica em Pernambuco. Coletado em tronco de árvore viva. Casca com raras lenticelas e rachaduras.

Comentários: Difere de *Graphis stipitata* A. W. Archer grupo 4 que apresenta esporos menores 15–20 µm de comprimento, também difere de *Graphis supracola* A. W. Archer que apresenta disco fechado, branco pruinoso e P+ indicando a presença de ácido protocetrarico.

Figura 21— *Graphis* sp. Nov. (Holotipo URM): A. Talo com lirelas alongadas e erumpentes; B. Ascosporos maduros.



Fonte: LIMA, E. L. et al., 2017.

Sarcographa sp. nov. Figura 22. A-B.

Mycobank n°: MB

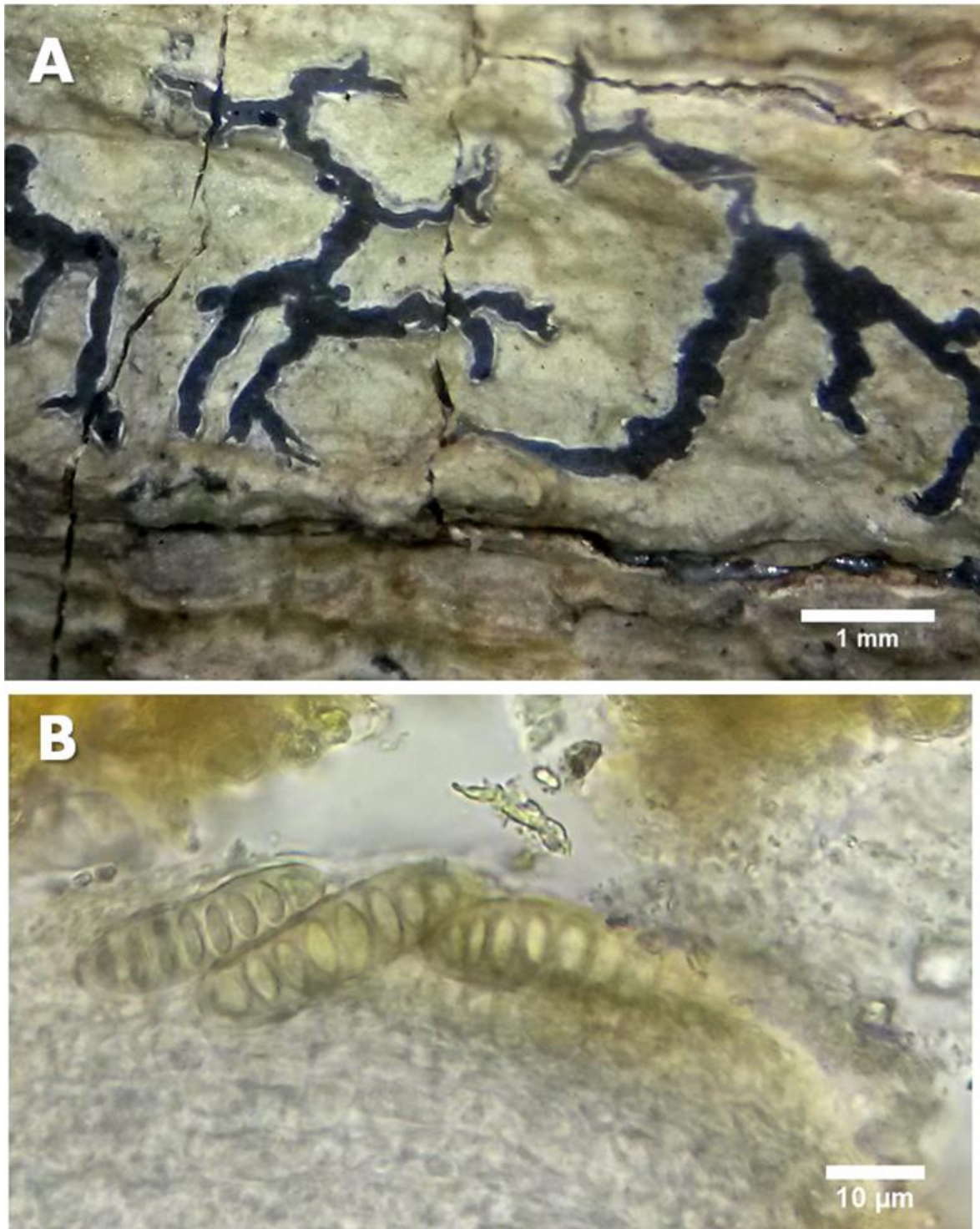
Diagnose: Difere de todas as outras espécies de *Sarcographa* por apresentar talo liso e lirelas alongadas e ramificadas.

Material examinado: BRASIL. Pernambuco: Reserva Biológica de Saltinho, Tamandaré. Trilha próxima ao alojamento dos pesquisadores, em tronco de árvore viva, S 8°43'57.11" O 35°10'26.60" coordenada aproximada, 12 de dezembro de 2013, Lima, E.L. 2277 (URM 88527 – holótipo).

Descrição: Talo corticícola, verde escuro amarronzado, com 9 × 3,5 cm diâmetro, contínuo; superfície com fissuras, desigual, opaca; protalo ausente; córtex superior 25 µm de espessura, verde com fina camada de algas. Lirela alongada e ramificada, com pontas em forma de agulha, erumpente a proeminente, com margem talina completa, branca, cobrindo completamente todo o lábio; disco aberto, marrom escuro a preto, com margem própria indistinta. Excípulo completamente carbonizado, 100–110 µm de largura, com muitos cristais de oxalato de cálcio nas laterais; himênio insperso, 160–170 µm, paráfises simples; hipotécio completamente carbonizado 200 µm de altura; epitécio marrom 8,7 µm. Asco cilíndrico, 75 × 16 µm. Ascósporos cilíndricos e marrons, 5–9 septos, com pontas arredondadas, 36–38 × 9 µm, 8 por asco, I+ azul.

Comentários: Difere de *Sarcographa ramificans* por apresentar ascosporos menores (25–51 × 7–13), e com mais septos (7–13) (STAIGER, 2002). **Química:** K+ amarelo no talo, UV- amarelo claro. **Espécimes examinados:** Reserva Biológica de Saltinho, 29 de abril de 2014, ELL 2616, ELL 2618, ELL 2645, ELL 2646, ELL 2649

Figura 22 — *Sarcographa* sp. nov. (Holotipo URM): A. Talo com lirelas erumpentes. B. Ascosporos maduros.



Fonte: LIMA, E. L. et al., 2017.

Schizotrema sp. nov. Figura 23, A.

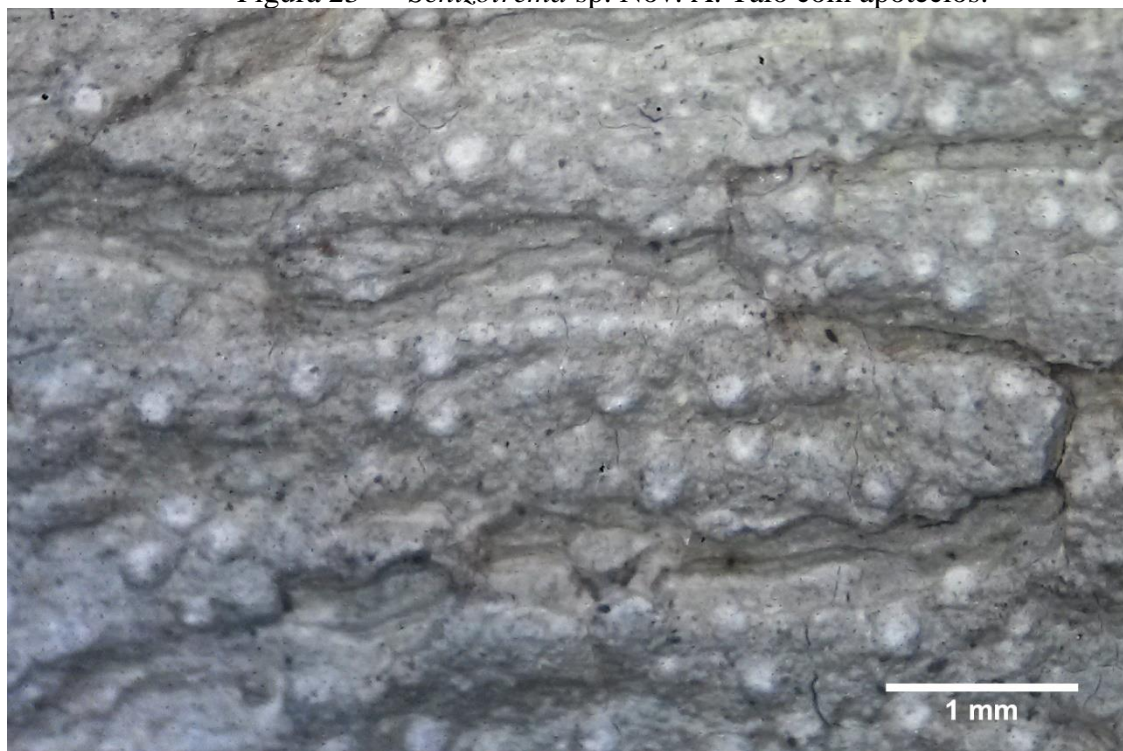
Diagnose: difere de outras espécies por apresentar reação K+ amarelo e P+ amarelo no talo e ascosporos pequenos $34\text{--}38 \times 11 \mu\text{m}$.

Material examinado: BRASIL. Paraíba: Empresa Cristal Milenium, Mataraca. Trilha próxima a sede da empresa, em tronco de árvore viva, olhar as coordenadas S $6^{\circ}44'32''.5$ O $35^{\circ}08'27''.7$, novembro de 2014, Lima, E.L. 3174 (URM 88717 – holótipo).

Descrição: Talo corticícola cinza esverdeado, verrucoso, com 9×3 cm diâmetro, contínuo; superfície enrugada, desigual, opaca; protalo ausente; córtex $80 \mu\text{m}$, primeiro uma camada de cristais de oxalato de cálcio e depois a camada de fotobionte. Apotécio redondo, proeminentes, com cobertura talina completa, margem própria indistinta, disco, branco, exposto por um pequenoporo. Excípulo verde, $5 \mu\text{m}$ de largura; himênio não insperso, $110\text{--}130 \mu\text{m}$, perifisóides perpendiculares ao excípulo, $23 \mu\text{m}$ de altura, paráfisessimples; hipotécio hialino $30 \mu\text{m}$ de altura, epitécio indistinto. Asco $100\text{--}110 \times 20\text{--}25 \mu\text{m}$, com oito ascosporos. Ascósporo muriforme, cilíndrico, hialino, $34\text{--}38 \times 11 \mu\text{m}$, com oito septos transversais.

Comentários: Esta espécie tem uma combinação de K+ amarelo e P+ amarelo, o que não ocorre nas outras espécies desse gênero. Difere de *Schizotrema cryptotrema* (Nyl.) Rivas Plata & Mangold que apresenta ascosporos maiores e apenas ácido psorômico no talo (RIVAS-PLATA et al., 2010). **Química:** no corte anfitécio I+azul; talo P+ amarelo, K+ amarelo. **Espécimes examinados:** ELL 3200, ELL 3204, ELL 3253, ELL 3346.

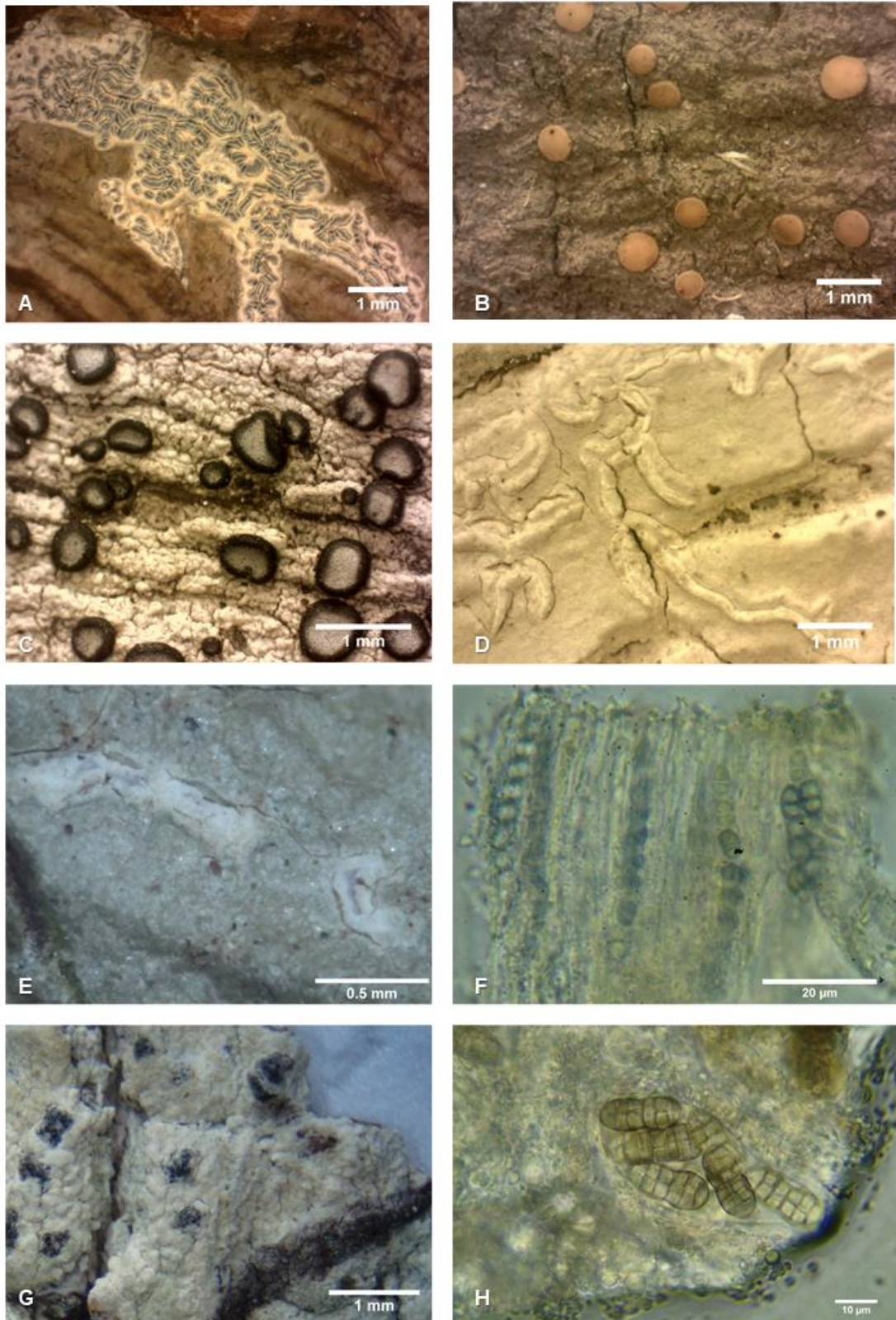
Figura 23 — *Schizotrema* sp. Nov. A. Talo com apotécios.



Fonte: LIMA, E. L. et al., 2017.

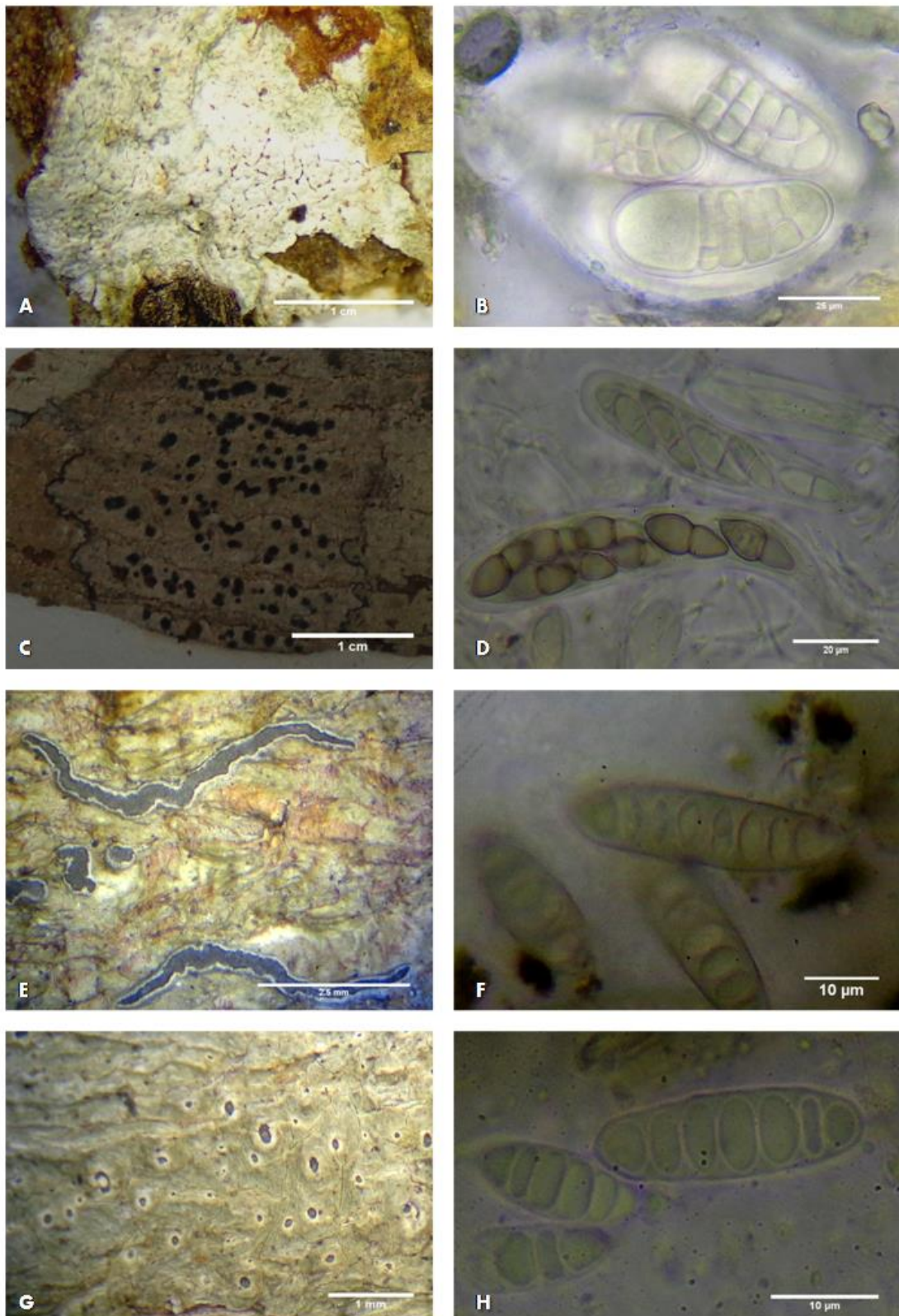
Nas figuras 24 e 25 é possível observar algumas das espécies de líquens registrados durante as coletas.

Figura 24 — A. *Sarcographa labyrinthica*; B. *Malmidea bacidinoides*; C. *Stigmatochroma metaleptoides*; D. *Diorygma poitae*; *Anamomorpha turbulenta*: E. Talo com lirela; F. Ascosporos maduros dentro dos ascos. *Mycocoprurn compositum*: G. Talo com peritécios agrupados; H.



Fonte: A autora, 2017.

Figura 25 — *Crypthothecia* sp.: A. Ascostromas dispersos no talo; B. Ascosporos dentro do asco. *Mycomicrothelia miculiformis*: C. Talo com peritécios e protalo; D. Ascosporos maduros dentro do asco. *Sarcographa ramificans*: E. Talo com lirela preminente; F. Ascosporos maduros. *Ocellularia* aff. *buckii*: G. Apotécios imersos a proeminentes no talo; H. Ascosporos maduros.



Arthonia borbonica Ertz, Elix & Grube, *Bathelium lineare* (C.W. Dodge) R.C. Harris, *Cryptothecia scripta* G. Thor, *Fissurina alboscripta* (Coppins & P. James) Staiger, *Megalotremis lateralis* Aptroot e *Thelotrema defectum* Hale ex R.C. Harris foram registrados pela primeira vez para a América do Sul, em áreas de Restinga do estado da Paraíba. São novos registros para a América do Sul *Mazaediothecium album* Aptroot e *Strigula hypothallina* R.C. Harris coletadas em áreas de Mata Atlântica do estado de Pernambuco e *Strigula amphora* Aptroot & Lücking, coletada em área de Caatinga em Pernambuco. Outras espécies constituem novos registros para o estado de Pernambuco e Paraíba distribuídas entre os biomas onde houveram coletas durante este estudo (Tabela 8).

Tabela 8 — Lista de novas ocorrências de líquens crostosos coletados durante o estudo. AS=América do Sul; BR= Brasil; PE=Pernambuco; PB=Paraíba; RE=Restinga; CA= Caatinga; MA=Mata Atlântica.

(Continua)										
Táxon	Família	Local de coleta	Ocorrência	AS	BR	PE	PB	RE	CA	MA
<i>Arthonia borbonica</i> Ertz, Elix & Grube	Arthoniaceae	REBIO Guaribas	Ilha La Reunion	X	X		X	X		
<i>Cryptothecia scripta</i> G. Thor	Arthoniaceae		Ásia e Oceania	X	X		X			X
<i>Cratiria saltensis</i> (H. Magn.) Marbach	Caliciaceae					X			X	
<i>Piccolia conspersa</i> (Fée) Hafellner	Incertae sedis (Lecanoromycetes)					X			X	
<i>Carbacanthographis marcescens</i> (Fée) Staiger & Kalb	Graphidaceae					X	X	X	X	
<i>Carbacanthographis subalbotecta</i> Staiger & Kalb	Graphidaceae						X	X		
<i>Dyplolabia oryzoides</i> (Leight.) Kalb & Staiger	Graphidaceae						X	X		
<i>Fissurina alboscripta</i> (Coppins & P. James) Staiger	Graphidaceae		Europa	X	X		X	X		
<i>Glaucotrema costaricense</i> (Müll. Arg.) Rivas Plata & Lumbsch	Graphidaceae						X	X		
<i>Hemithecium balbisii</i> (Fée) Trevis.	Graphidaceae						X	X		
<i>Hemithecium implicatum</i> (Fée) Staiger	Graphidaceae					X				X
<i>Leucodecton compunctellum</i> (Nyl.) Frisch	Graphidaceae						X	X		
<i>Phaeographis amazonica</i> Staiger	Graphidaceae					X	X	X		X
<i>Schizotrema cryptotrema</i> (Nyl.) Rivas Plata & Mangold	Graphidaceae						X	X		X
<i>Thalloloma astroideum</i> (Müll. Arg.) Staiger	Graphidaceae						X	X		
<i>Thelotrema defectum</i> Hale eX R.C. Harris	Graphidaceae		Louisiana, USA	X	X		X	X		
<i>Sporopodium aurantiacum</i> (Müll. Arg.) Lücking	Pilocarpaceae					X				X
<i>Mazaediothecium album</i> Aptroot	Pyrenulaceae	RPPN Frei Caneca	Costa Rica	X	X	X				X
<i>Pyrenula neosandwicensis</i> Aptroot	Pyrenulaceae					X			X	

Lista de novas ocorrências de líquens crostosos coletados durante o estudo. AS=América do Sul; BR= Brasil; PE=Pernambuco; PB=Paraíba; RE=Restinga; CA= Caatinga; MA=Mata Atlântica.

				conclusão						
Táxon				AS	BR	PE	PB	RE	CA	MA
<i>Phyllopsora pyrromelaena</i> (Tuck.) Swinscow & Krog	Ramalinaceae					X				X
<i>Strigula amphora</i> Aptroot & Lücking	Strigulaceae	RPPN Frei	Costa Rica							
		Caneca		X	X	X			X	
<i>Strigula hypothallina</i> R.C. Harris	Strigulaceae	RPPN Frei	Índia							
		Caneca		X	X	X				X
<i>Astrothelium leucosessile</i> Lücking, M.P. Nelsen & Aptroot	Trypetheliaceae						X	X		
<i>Bathelium lineare</i> (C.W. Dodge) R.C. Harris	Trypetheliaceae	REBIO Guaribas	Nova Iorque	X	X		X	X		
<i>Megalotremis lateralis</i> Aptroot	Trypetheliaceae	REBIO Guaribas	Costa Rica	X	X		X			X
<i>Polymeridium neblinae</i> R.C. Harris	Trypetheliaceae						X	X		
<i>Polymeridium suffusum</i> (C. Knight) Aptroot	Trypetheliaceae						X	X		

Fonte: A autora, 2017.

5.3 LEVANTAMENTO DE LIQUENS PARA O NORTE E NORDESTE.

Durante o levantamento de líquens registrados para o Norte e Nordeste do Brasil foi possível verificar o registro de 1708 táxons distribuídos em 57 famílias e 235 gêneros (APÊNDICE A). Após o levantamento das espécies registradas nas regiões de estudo verificou-se que 19 gêneros distribuídos em nove famílias ainda não apresentam depósito de sequências de DNA no *Genbank* (Tabela 9). Apenas alguns desses gêneros foram recuperados em coletas ou cedidos por outros pesquisadores, pois estes são táxons encontrados raramente, com pouco material tombado em herbários e de difícil obtenção de DNA. Desses táxons obteve-se sequências de boa qualidade das espécies destacadas na Tabela 9.

Tabela 9 — Lista de gêneros registrados durante o levantamento nos biomas do presente estudo que não apresentam sequências depositadas na base de dados do Genbank NCBI.

*Táxons com obtenção de boas sequências de DNA neste estudo.

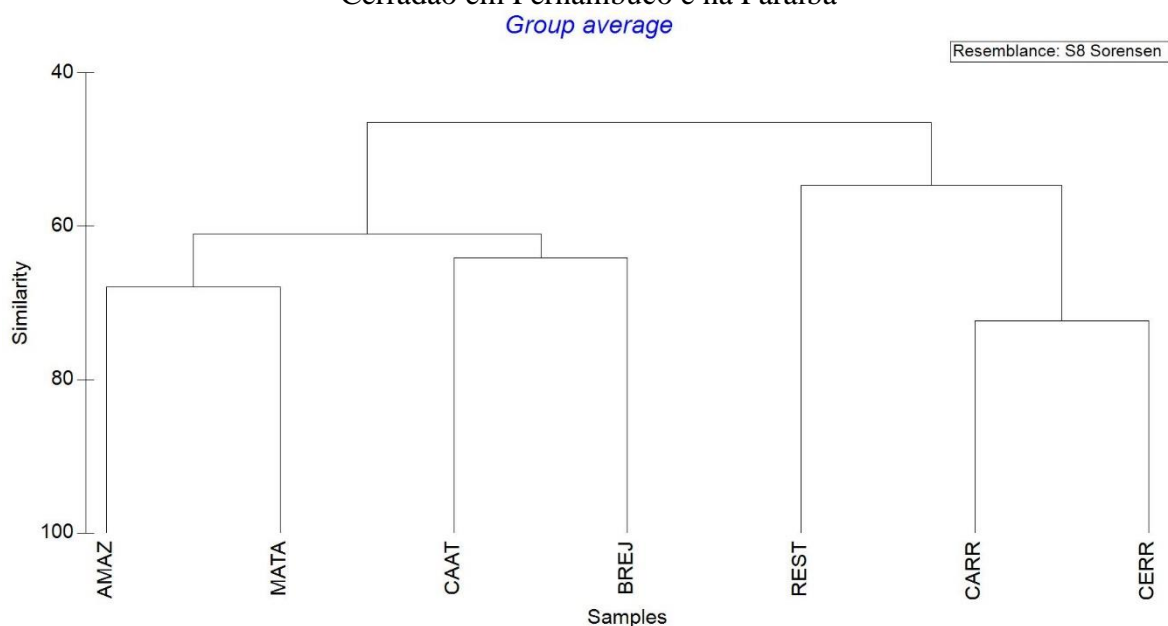
Arthoniomycetes	Arthoniales	Roccellaceae	<i>Bactrospora</i>	
		Incertae sedis	<i>Synarthonia</i>	
Lecanoromycetes	Incertae sedis	Incertae sedis	<i>Auriculora</i>	
			<i>Eschatogonia</i>	
			<i>Piccolia*</i>	
	Lecanorales	Lecanoraceae		<i>Vainionora</i>
			Pilocarpaceae	<i>Loflammia</i>
				<i>Tapellariopsis</i>
		Ramalinaceae		<i>Bacidiopsisora</i>
				<i>Crustospathula</i>
				<i>Eugeniella</i>
		Ostropales	Graphidaceae	
				<i>Amazonotrema</i>
				<i>Byssotrema</i>
			<i>Helminthocarpon*</i>	
	Stictidaceae		<i>Thelopsis</i>	
			<i>Topelia</i>	
Rhizocarpales	Catillariaceae		<i>Catillaria</i>	
Teloschistales	Physciaceae		<i>Hypoflavia</i>	

Fonte: A autora, 2017.

Além desses dois táxons (*) no qual foram obtidas sequências de boa qualidade também foi possível obter boas sequências de representantes dos seguintes gêneros: *Kalbographa* e *Malmidea*.

A comunidade de líquens presente no Carrasco tem 72% de similaridade com aquela encontrada no Cerradão e estas duas fitofisionomias são cerca de 50% similares à Restinga. A comunidade de líquens encontrados na Caatinga foi cerca de 60% similar ao Brejo de Altitude, embora estes dois biomas estejam mais relacionados similarmente à Mata Atlântica e à Amazônia (Figura 26).

Figura 26 — Similaridade das comunidades de líquens (baseada no índice de Sørensen) entre as áreas estudadas durante o levantamento: AMAZ – Amazônia, MATA – Mata Atlântica, CAAT – Caatinga, BREJ – Brejo de altitude, REST – Restinga, CARR – Carrasco e CERR – Cerradão em Pernambuco e na Paraíba



Fonte: A autora, 2017.

5.4 ANÁLISE FILOGENÉTICA DE *HELMINTHOCARPON* E *PICCOLIA*

Foram obtidas seis sequências dos gêneros *Piccolia* (2) e *Helminthocarpon* (4), que foram depositadas no NCBI. Possivelmente, as espécies que não possuem sequências depositadas na base de dados do Genbank podem ser consideradas raras devido à grande dificuldade de encontrá-las e a escassez de material.

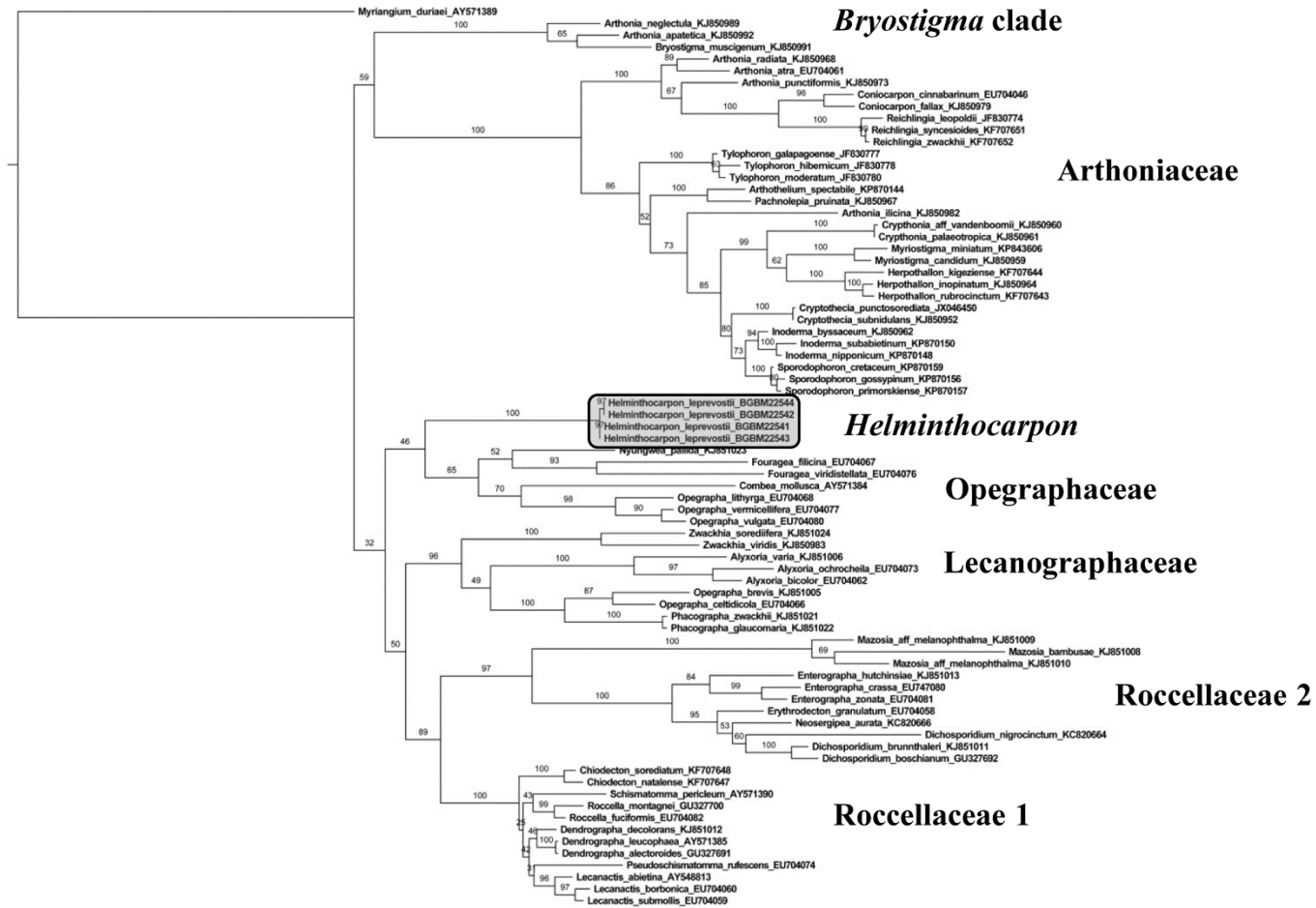
5.4.1 Gênero *Helminthocarpon*

Com base na árvore de máxima verossimilhança foi possível delimitar 94 OTUs relacionadas a *Helminthocarpon*, já incluindo as quatro sequências obtidas a partir do presente estudo. O completo alinhamento de sequências do mtSSU apresentou 1083 bp. A árvore de máxima verossimilhança com melhor pontuação recuperou *Helminthocarpon* em uma posição basal não suportada como grupo irmão de um grande clado contendo todas as famílias de

Arthoniales, nomeadamente Roccellographaceae, Opegraphaceae, Roccellaceae (formando dois subclados suportados), Lecanographaceae, Chrysotrichaceae, o clado *Felipes*, o clado Bryostigma, e Arthoniaceae (APÊNCIDE C).

O alinhamento do mtSSU editado manualmente resultou em 72 OTUs com 935 bp (86% do alinhamento total). A árvore correspondente de máxima verossimilhança mostra *Helminthocarpon* como grupo irmão não suportado para Opegraphaceae (Figura 27).

Figura 27 — Árvore filogenética de líquens obtida a partir da análise de máxima verossimilhança, considerando o alinhamento editado manualmente com sequências do mtSSU.

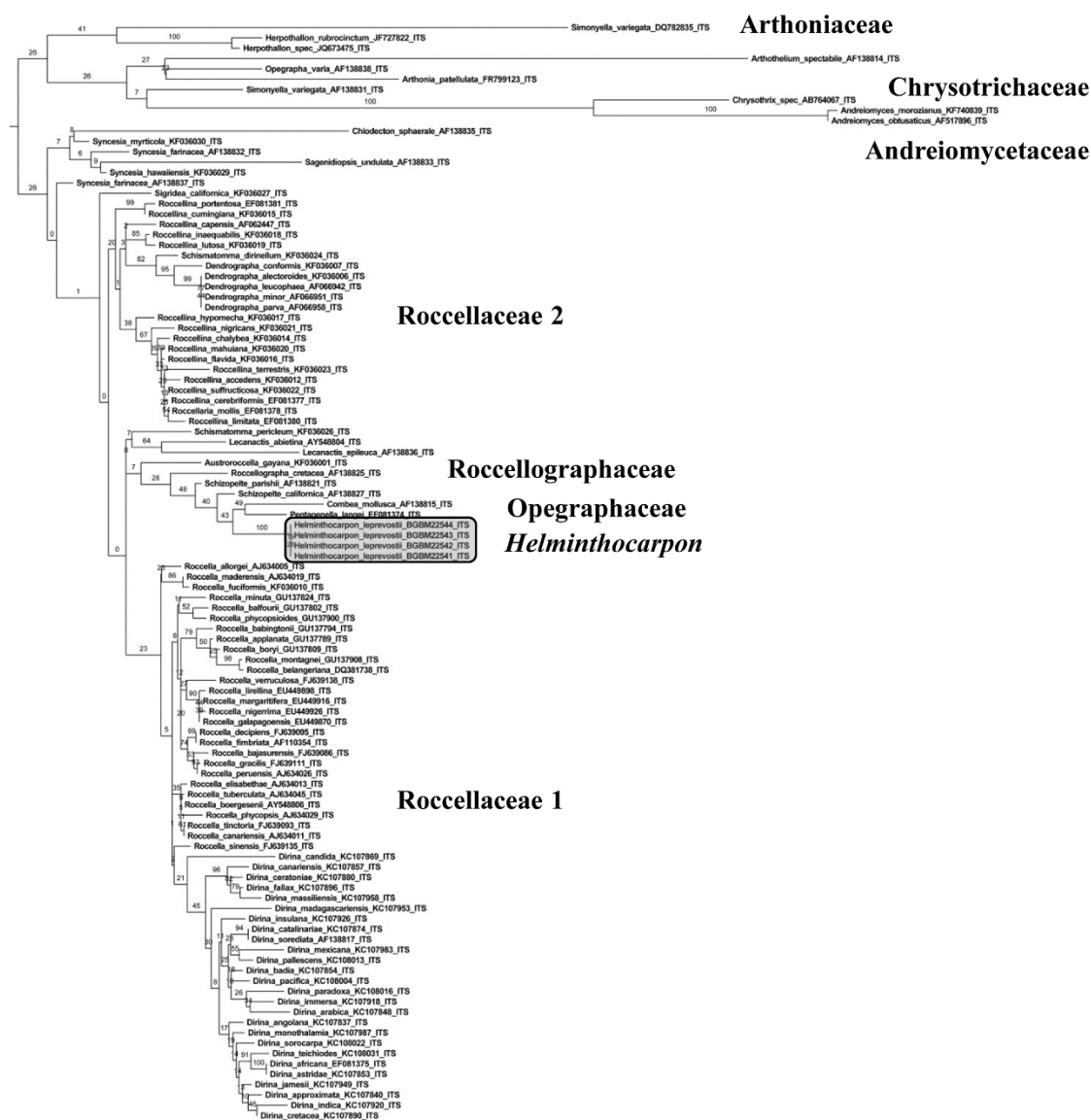


Fonte: Lima et al., em preparação.

Enquanto Opegraphaceae não foi suportado, todos os outros clados ao nível de família e os dois subclados dentro de Roccellaceae foram recuperados com forte valor de suporte. O alinhamento completo da região ITS com 107 OTUs, incluindo quatro seqüências obtidas a partir do presente estudo, teve um comprimento de 1492 pb. A topologia do alinhamento completo automatizado não manipulado recuperou *Helminthocarpon* aninhado dentro de Opegraphaceae, embora sem suporte (APÊNDICE D).

Tanto representantes de Arthoniaceae quanto de Roccellaceae indicaram polifiletismo e nenhum clado, ao nível de família, recebeu suporte. *Simonyella* foi incorretamenterecuperada perto de Arthoniaceae. O valor de suporte considerado limite (70%) foi encontrado apenas para um clado contendo Roccellographaceae e Opegraphaceae, incluindo *Helminthocarpon*. O alinhamento reduzido do ITS, com 70% de confiança ou mais, apresentou 311 bases de comprimento. Novamente, *Helminthocarpon* foi aninhado dentro de Opegraphaceae, mas sem suporte, e Opegraphaceae juntamente com Roccellographaceae foram aninhadas dentro de Roccellaceae (Figura 28).

Figura 28 — Árvore filogenética de líquens obtida a partir de análise de máxima verossimilhança, considerando o alinhamento editado manualmente com seqüências de ITS com 311 bp.

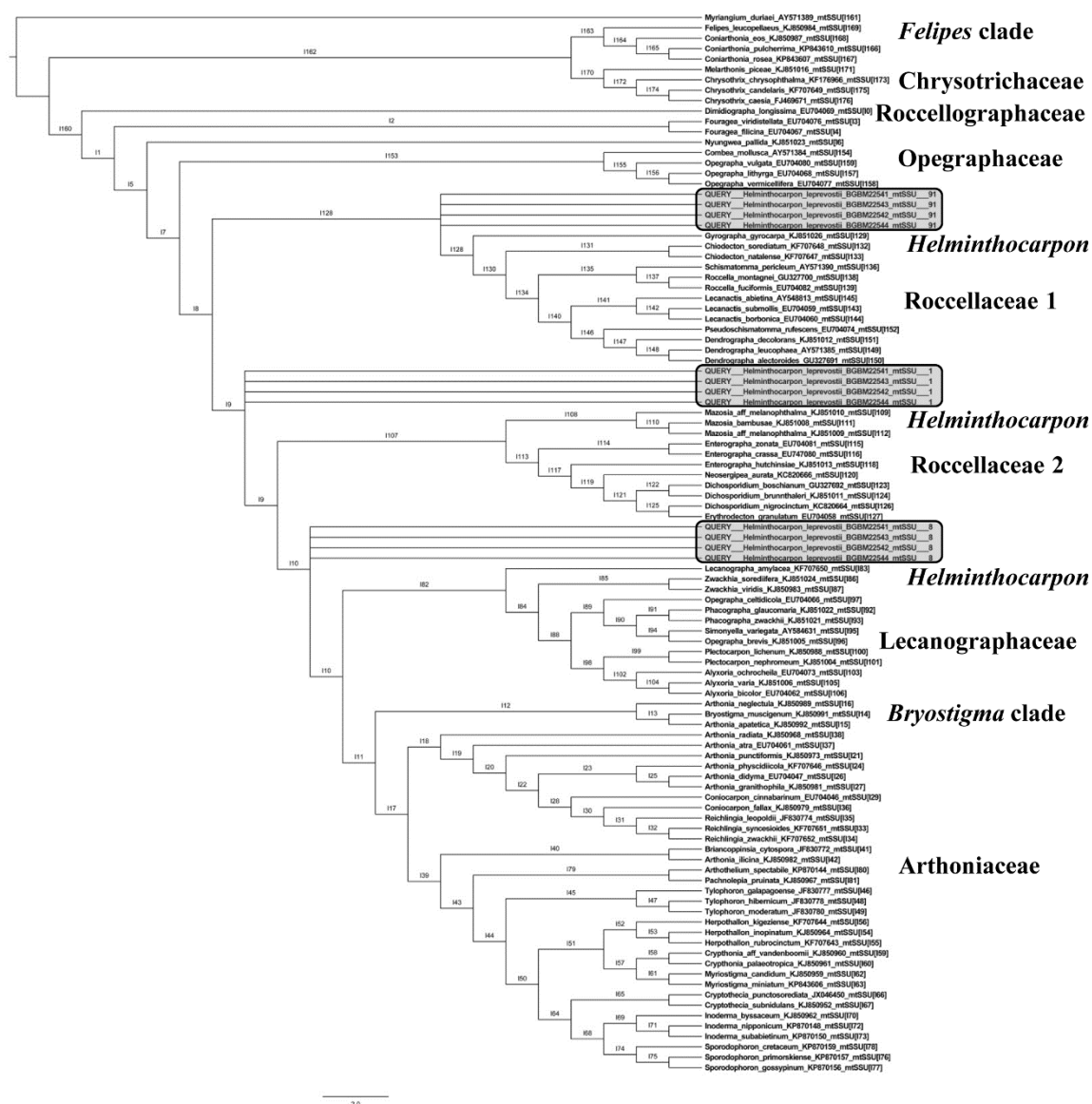


Fonte: Lima et al., em preparação, 2017.

O agrupamento filogenético baseado no mtSSU usando o alinhamento reduzido com colunas alinhadas com 95% de confiança ou superior (551 bp de comprimento ou 51% do alinhamento total) colocou as quatro seqüências de consulta de *Helminthocarpon* em três posições na árvore de referência (Figura 29) de acordo com a técnica de *phylogenetic binning*: basalmente logo acima da parafilética Opegraphaceae, dentro de um clado contendo os gêneros centrais de Roccellaceae (*Chiodecton*, *Dendrographa*, *Gyrographa*, *Lecanactis*, *Pseudoschismatomma*, *Roccella*, *Schismatomma*), com suporte válido de 91%; basalmente junto à um clado contendo outros elementos de Roccellaceae (*Dichosporidium*, *Enterographa*,

Erythrodictyon, *Mazosia*, *Neoserigipea*), com 1% semvalor de, basalmente, com um grande clado contendo as duas famílias Lecanographaceae e Arthoniaceae, também sem valor de suporte (8%).

Figura 29 — Árvore filogenética de espécies de líquens obtida a partir da análise de máxima verossimilhança, do mtSSU, considerando o alinhamento reduzido com 551 bp.



Fonte: Lima et al., em preparação, 2017.

Embora o alinhamento reduzido com alto índice de confiança contenha apenas pouco mais da metade de todas as posições do alinhamento original, a topologia geral da árvore de referência refletiu a topologia conhecida de Arthoniales com bastante precisão, com Arthoniaceae aparecendo como um clado derivado distante de Chrysothrichaceae e outras linhagens basais (FRISCH et al., 2014). No entanto, tanto Opegraphaceae quanto Roccellaceae

parecem parafiléticos. O alinhamento da região ITS reduzido, incluindo colunas alinhadas com 95% de confiança ou maior, manteve apenas 155 posições, correspondendo, em sua maioria, à parte altamente conservada da porção 5.8S.

Infelizmente, os dados do ITS disponíveis são fortemente tendenciosos para a família Roccellaceae, com poucos representantes de Arthoniaceae e Opegraphaceae; No entanto, as três famílias de interesse estão representadas. O agrupamento filogenético com base nesse alinhamento, ITS reduzido, colocou as quatro sequências de consulta de *Helminthocarpon* em três posições na árvore de referência (Figura 30, APÊNDICE E): na base de um clado contendo o gênero *Schizopelte* (= *Hubbsia*), *Combea* e *Pentagenella*, com suporte de 5%, na base de um clado contendo os gêneros *Combea* e *Pentagenella*, com 71% de suporte, e como irmão de *Pentagenella*, com suporte de 24%. Uma vez que os três gêneros são membros de Opegraphaceae, a análise com ITS, portanto, apoia fortemente a posição do gênero nesta família, com 100% de valor de suporte, embora Opegraphaceae pareça aninhado dentro de Roccellaceae. O forte suporte para o posicionamento de *Helminthocarpon* em Opegraphaceae com base no agrupamento filogenético com dados ITS está em conflito com a posição suportada do gênero dentro do núcleo Roccellaceae ao usar dados do mtSSU, mas concorda com a posição não suportada dentro de Opegraphaceae tanto nas filogenias padronizadas do mtSSU quanto da ITS.

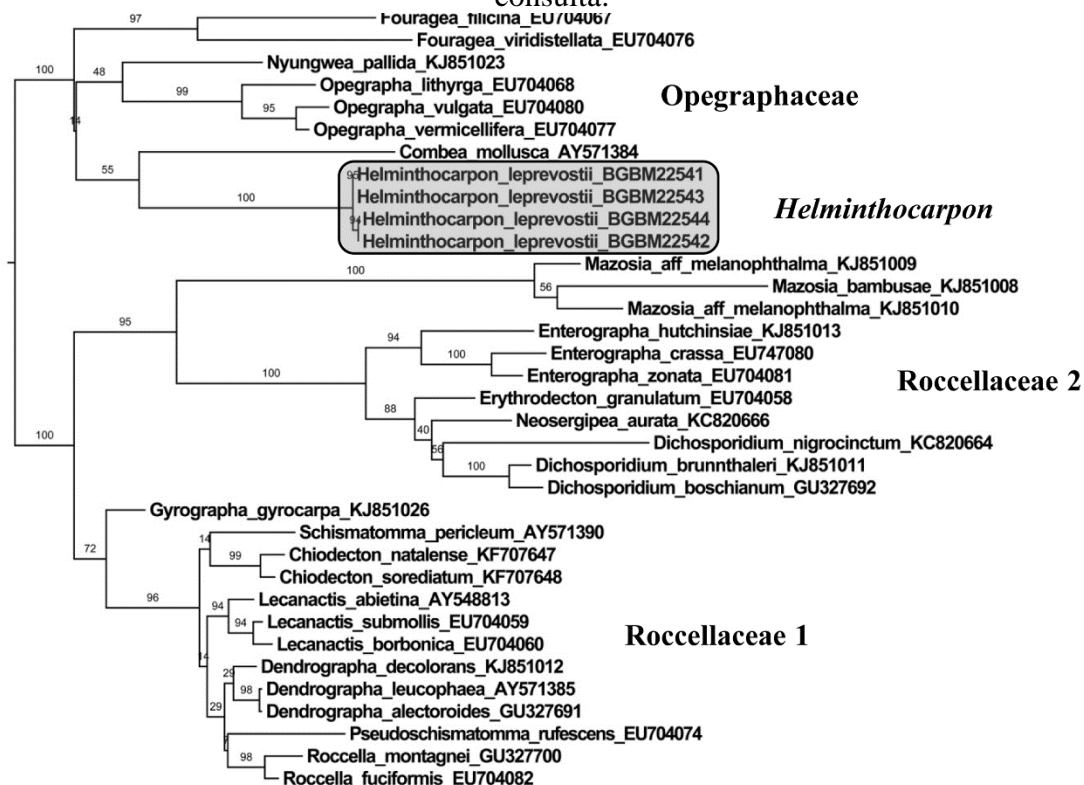
Figura 30 — Árvore filogenética de líquens indicando a posição de *Helminthocarpon* com base no alinhamento ITS reduzido em três posições na árvore de referência.



Fonte: Lima et al., em preparação, 2017.

Uma vez que o agrupamento filogenético gerou resultados suportados, embora conflitantes em alguns casos, os dados demonstram que, o gênero *Helminthocarpon* pertence a Opegraphaceae ou Roccellaceae, repetimos a análise filogenética padrão com base em dados mtSSU com apenas as duas famílias em questão, além das seqüências de consulta. O alinhamento completo do mtSSU continha 835 posições e a árvore de melhor risco de recuperação máxima, mostrou *Helminthocarpon* com suporte máximo de 100% em Opegraphaceae (Figura 31).

Figura 31 — Árvore filogenética baseada em seqüências de mtSSU com 835 bp, utilizando membros apenas das famílias Opegraphaceae e Roccellaceae, além das seqüências de consulta.



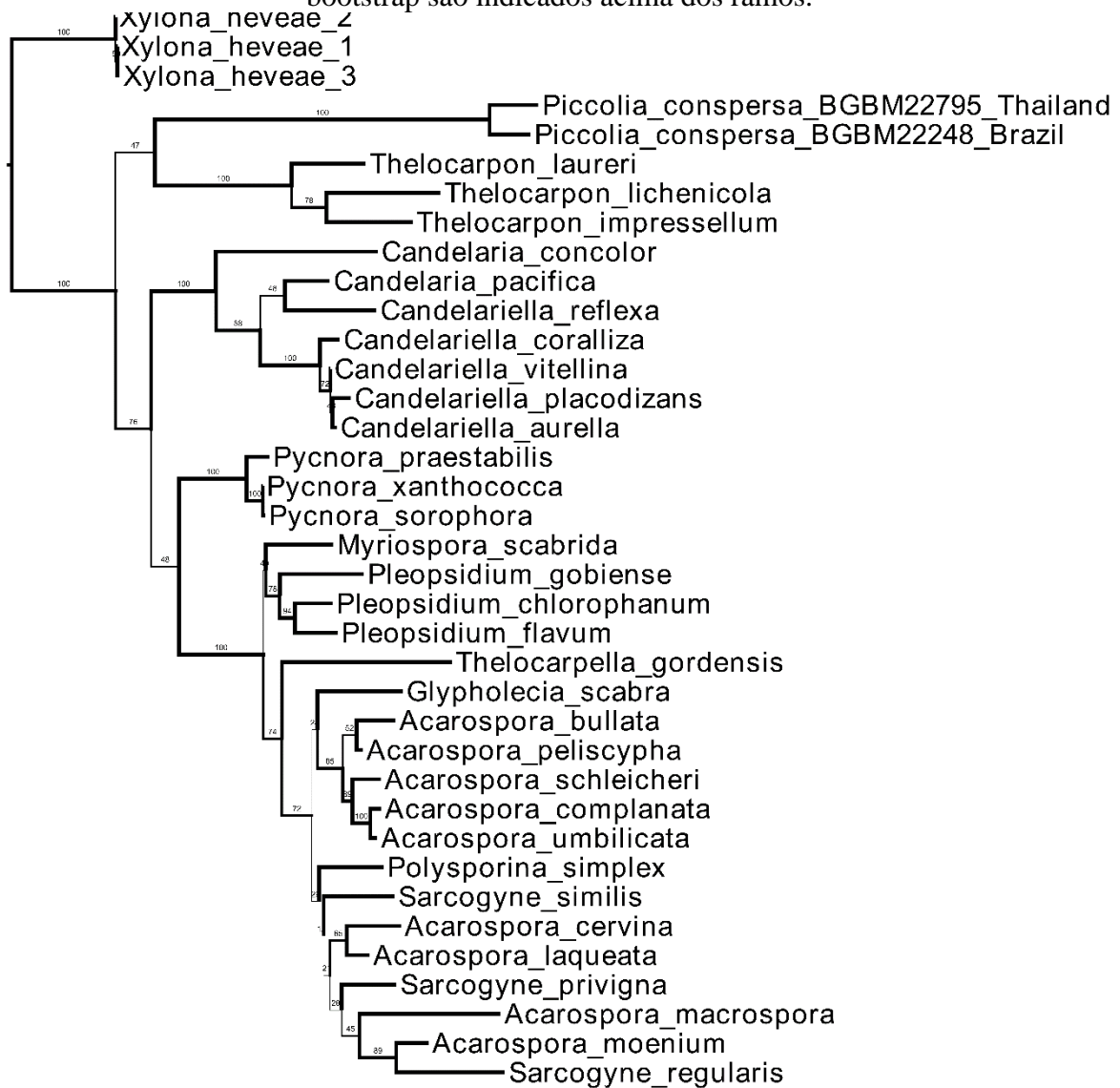
Fonte: Lima et al., em preparação, 2017.

5.4.2 Gênero *Piccolia*

O completo alinhamento do mtSSU com 234 OTUs, obtidas a partir de sequências do Genbank, incluindo duas seqüências do táxon alvo, foi de 850 bases de comprimento. A árvore de máxima verossimilhança com melhor pontuação recuperou *Piccolia* na posição basal de Lecanoromycetes com alto valor de suporte, formando um grupo irmão com o clado contendo o gênero *Thelocarpon*.

O clado contendo as famílias de Lecanoromycetes foi recuperado como polifilético e com baixo valor de suporte. *Acarospora* também foi recuperado como polifilético aninhado em vários clados. Entretanto *Acarospora smaragdula* formou um clado com alto valor de suporte (99%), porém distante de gênero alvo. *Piccolia* tem sido amplamente registrada nos trópicos e nas regiões subtropicais (HAFELLNER, 2004; WILK, 2010). Considerando a posição das novas seqüências na base de Lecanoromycetes, sugere-se a nova família Piccoliaceae (Figuras 32).

Figura 32 — Árvore filogenética reduzida, baseada no mtSSU indicando a posição de *Piccolia conspersa* com alto valor de suporte na base do clado de Leacanoromycetes. Os valores de bootstrap são indicados acima dos ramos.



11/12

Fonte: Lima et al., em preparação, 2017.

6 DISCUSSÃO

6.1 FILOGENIA DE COMUNIDADES

A composição de líquens nos biomas Amazônia, Mata Atlântica e Caatinga apresentam uma estrutura filogenética distinta. Tanto a riqueza quanto a diversidade filogenética de líquens foram maiores na Mata Atlântica (859/1.199), Amazônia (702/1015) e Caatinga (516/795). Valores de PD maiores podem ser esperados por corresponder a uma maior diversidade (FAITH 1992). Esses resultados podem estar relacionados às características de cada formação vegetal e das variações ambientais (SANTOS et al., 2014) e/ou evolutivas ocorridas ao longo do tempo nesses biomas (SINGH et al., 2016). Entretanto, mesmo que os valores encontrados para a riqueza e diversidade filogenética tenham sido baixos entre Carrasco (118/302), Cerradão (115/284) e Restinga (153/335), eles apresentam valores de diversidade filogenética relativa muito maiores quando calculada a proporção (PD/ntaxa), por isso apresentam menos espécies por clado (Tabela 2). Os valores de NRI observados, indicando que as comunidades de líquens estão em processo de diferenciação ou irradiação adaptativa uma superdispersão mesmo. Entretanto, Silva & Batalha (2009b) e Aranha (2013) ao estudarem comunidades de plantas no Cerrado não observaram nenhuma estrutura filogenética e afirmaram que a exclusão competitiva era o fator ambiental determinande e estava ocorrendo por causa de processos de herbivoria e ataque de patógenos (ARANHA, 2013).

A análise de distância filogenética par-a-par (Tabela 3) revela que quase todos os cladoss, ou famílias, estão presentes em todos os biomas. Mas a composição no que se refere a gêneros é muito distinta. Observou-se por exemplo que a família Graphidaceae está bem representada na Caatinga e na Mata Atlântica, entretanto na Caatinga predominam espécies de 28 gêneros dentre os quais 19 foram observados na Mata Atlântica e na Restinga. Apenas o gênero *Carbacanthographis* foi observado na Restinga. Fatores como a composição de espécies arbóreas, abertura de dossel, luminosidade e a umidade, que diferem entre os hospedeiros nos biomas (LIMA, 2013), possibilitam as diferenças de estrutura filogenética encontradas. Cáceres et al. (2007) encontrou uma "sutil" correlação da distribuição de líquens em hospedeiros com o pH da casca, o tamanho de lenticelas e a queda da casca dos hospedeiros. Matos et al. (2017) observaram que a fragmentação da Mata Atlântica causa uma alta média de distância filogenética de plantas e que quanto maior o número de fragmentos menor é essa distância.

Com base nas análises, espécies de Mata Atlântica apresentaram maior relação filogenética com espécies encontradas na Amazônia, Brejos de Altitude e Caatinga. De forma similar, Cáceres; Lücking; Rambold (2008a) ao avaliarem o padrão de distribuição e habitat entre espécies de líquens na Mata Atlântica, Caatinga e brejos de altitude, observaramque a

Mata Atlântica é mais semelhante à Caatinga e as famílias Graphidaceae, Malmideaceae, Porinaceae, Pyrenulaceae estão presentes em ambos biomas.

Uma das causas da maior relação entre as áreas de Mata Atlântica e Amazônia, brejos de altitude e Caatinga pode ter sido consequência do que é explicado pela Teoria dos Refúgios (HAFFER, 1969). De acordo com essa teoria, o processo de fragmentação sofrido pela floresta Amazônica no período quaternário, ocorreu como consequência das mudanças drásticas no clima, que provocaram alternância de períodos úmidos e secos e consequente expansão e retração deste bioma. Esse evento possibilitou a expansão de áreas mais secas, ou semiáridas, como o Cerrado e a Caatinga. E também a diversificação, especiação de espécies que permaneciam isoladas em "refúgios" que eram formados durante esses períodos (HAFFER, 1969). Assim, a Amazônia, Brejos de Altitude, Caatinga e Mata Atlântica podem ter sido formados dentro dessa conformação. As diferenças morfológicas encontradas nas famílias observadas podem ter sido consequência dessas mudanças. Mas as semelhanças na estrutura filogenética podem ser oriundas da diferenciação das espécies em novos gêneros dentro das mesmas famílias.

As áreas de Cerrado, que apresentam diversas fisionomias, dentre elas o Cerradão, estão distribuídas formando um corredor entre a Mata Atlântica e a Amazônia e ligando a Caatinga ao Chaco (MÉIO et al., 2003). Quando o isolamento ocorreu, os organismos podem ter se diferenciado, como consequência de fatores como competição ou até mesmo filtros ambientais (WEBB et al., 2002). Desta forma os habitats irão abrigar, além das antigas espécies, também as novas. E são estas espécies que não sofreram tantas alterações que compartilham a semelhança filogenética observada à nível de gênero e famílias.

Os táxons nas áreas de Carrasco e Cerradão estão mais estreitamente relacionados filogeneticamente, o que indica que há uma maior quantidade de espécies co-ocorrendo (WEBB; ACKERLY; KEMBEL, 2008). Esse resultado é interessante pois não há um consenso do que seja o Carrasco; se é uma fitofisionomia de Cerrado ou de Caatinga (ARAÚJO; MARTINS; SHEPHERD, 1999). O Carrasco é caracterizado pela ocorrência de solo arenoso e plantas xerófilas de clima semi-árido (ANDRADE-LIMA, 1978). Alguns autores como Figueiredo (1986), "considera o Carrasco uma formação que além de apresentar plantas únicas também abriga uma mescla de plantas encontradas em outros tipos de vegetação como nas Florestas tropicais e secas, Cerrado e Caatinga" (apud (ARAÚJO; MARTINS; SHEPHERD, 1999, p. 664). Fatores edáficos e a estrutura da vegetação levaram ARAÚJO; MARTINS; SHEPHERD (1999) a concluírem que de fato o Carrasco é um mosaico vegetacional dos biomas citados.

O Cerradão possui uma estrutura semelhante a floresta, no que diz respeito a presença de um estrato arbóreo, e a predominância de leguminosas e mirtáceas, solos mais profundos e melhor drenados (ALENCAR; SILVA; BARROS, 2007). A relação dos altos táxons de líquens entre essas vegetações possivelmente está relacionada as espécies arbóreas encontradas nesses biomas, tendo em vista que muitas das espécies vegetais são compartilhadas entre eles (ALENCAR; SILVA; BARROS, 2007; ARAÚJO; MARTINS; SHEPHERD, 1999).

Os valores do Índice de relacionamento líquido (NRI) semelhantes entre a Caatinga (30.408) e o Brejo de Altitude (35.490) indicam que as espécies apresentam uniformidade filogenética (SANTOS et al., 2014). A similaridade no que diz respeito à riqueza de espécies entre a Mata Atlântica e a Amazônia pode ter influência de algumas características bióticas estruturais, como o tamanho da abertura de dossel e diâmetro à altura do peito (DAP) das árvores. Porém o valor da diversidade filogenética indica que ocorre um aglomerado de espécies, ou seja, são espécies distintas entre os biomas. Essas diferenças resultam das diferenças no clima, temperatura e umidade (TABARELLI et al., 2005).

Cáceres; Lücking; Rambold (2008a), ao estudarem a beta diversidade de líquens entre a Mata Atlântica, a Caatinga e o Brejo de Altitude, observaram que na Mata Atlântica havia uma maior riqueza, com predominância das famílias Arthoniaceae, Pyrenulaceae, Porinaceae, Roccellaceae e Thelotremaaceae. A dominância de árvores de grande porte, lianas, cipós e palmeiras, além do clima tropical úmido e temperaturas elevadas mais sem períodos de secas, possibilitam a existência dessas famílias citadas.

Na Amazônia, o segundo bioma mais rico em espécies, tem sido constatado a alta riqueza de espécies: Pyrenulaceae (APTROOT; SIPMAN; CÁCERES, 2013), Graphidaceae e Malmidiaceae (CÁCERES et al., 2012), Arthoniaceae, Trypetheliaceae, Pyrenulaceae, Graphidaceae e Malmidiaceae (CÁCERES; APTROOT, 2016).

No Cerradão destacam-se as famílias: Graphidaceae, Trypetheliaceae, Caliciaceae e Roccellaceae (MENEZES, 2013). Os valores de riqueza encontrados na Caatinga e nos Brejos de Altitude representam 60,06% e 36,67% do número total de espécies encontradas na Mata Atlântica, levando a conclusão de que existe uma PD mesmo que um pouco reduzida.

Apesar de termos encontrado a maior diversidade filogenética de líquens na Mata Atlântica (1.199), este bioma sofre perda de PD em relação a flora e fauna nas bordas, causada por processos de fragmentação e desmatamento (SANTOS et al., 2010). A Amazônia apresentou a segunda maior PD (1.015). Enquanto a menor foi encontrada em áreas de Cerradão (284) (Tabela 6). O índice de parentesco líquido (*Net Relatedness Index* - NRI) para as áreas estudadas (amostras) apresentaram os seguintes resultados: para Brejos de Altitude (34.879),

Caatinga (18.746) e Mata Atlântica (12.421). Os valores para MPD observado foram inferiores aos de MPD randomizado e sugerem a ocorrência de agrupamentos filogenéticos segundo WEBB (2000) com $p < 0,05$. No México em áreas do bioma "dry shrubland", equivalente a um semi-deserto, foi observado que as espécies pertencentes à família Parmeliaceae estão altamente aglomeradas $NRI = 8,57$ (LÜCKING et al., 2016). Na Caatinga ($NRI = 18,746$), bioma mais próximo à "dry shrubland" os gêneros com maior número de espécies são *Graphis*, *Lecanora* e *Phaeographis*, mas, foi na área de Brejo de Altitude onde houve a maior aglomeração (34,879) com os gêneros *Astrothelium*, *Graphis*, *Diorygma*, *Coenogonium*, *Chapsa* e *Ocellularia* com maiores números de espécies. Em áreas de Floresta Tropical úmida (segundo os autores o que equivale a uma floresta de tropical de planícies, no México foi observado baixo valor de aglomeração (0,37) quando comparamos com nossos resultados para a Restinga (-17.993) quando a comunidade está altamente dispersa. Os valores para NRI observados para a Amazônia, Carrasco, Cerradão e Restinga foram negativos e os valores de MPD observados foram superiores aos MPDs randomizados, demonstrando a existência de completa superdispersão filogenética, com $p < 0,05$ (WEBB, 2000).

As condições ecológicas fornecem restrições sobre a presença de linhagens e somente aqueles mais adaptados estão presentes com alta diversidade, como por exemplo na Caatinga linhagens pertencentes à ordem Arthoniales e a família Caliciaceae.

Os valores negativos de NRI observados, revelam que a Amazônia, Carrasco, Cerradão e a Restinga são filogeneticamente dispersos (comunidades uniformemente distribuídas). Condições ecológicas variáveis em micro-habitats favorecem aparentemente a presença de linhagens filogeneticamente mais distantes (em nível de gênero e acima). Espécies de plantas no Cerrado no estado de São Paulo apresentaram uma grande superdispersão filogenética com valor de $NRI = -3,784$ (SILVA; BATALHA 2009a); valor esse muito maior quando comparado com o que observamos $NRI = -13,661$, o que por si só demonstra que em áreas desse bioma as espécies de líquens estão extremamente dispersas e que apresentam uma alta diversidade filogenética, com representantes de diversas famílias compondo a comunidade local. Uma das explicações utilizadas por esses autores é a da especiação ecológica (PENNINGTON et al., 2006) que pode servir também como resposta para esse padrão encontrado, tendo em vista o efeito das grandes mudanças climáticas ocorridas durante o Pleistoceno.

Com relação aos valores do índice do táxon mais próximo (*Nearest Taxon Index* - NTI) o Cerradão, a Caatinga e a Restinga apresentaram maiores valores, demonstrando que há frequentemente espécies do mesmo gênero e família (uma vez que gênero é a resolução mais baixa utilizada).

Foram observados altos valores de NRI (18.746) e NTI (42.666) para Caatinga, que indicam a existência de agrupamentos filogenéticos onde as comunidades estão aglomeradas e existe um alto número de espécies estreitamente relacionadas que co-ocorrem com espécies mais próximas do esperado a partir do nível de gêneros. No Cerradão baixos valores de NRI (-13.661) e o alto valor de NTI (38.281) indicam que não existe agrupamento filogenético, exceto em nível de gênero, o que pode sugerir um evento da microradiação. Em relação aos Brejos de Altitude os valores elevados de NRI (35.490) e baixos para NTI (-0.5777) sugerem que existem agrupamentos filogenéticos abaixo ao nível de gênero.

6.2 TAXONOMIA DO MATERIAL COLETADO

A partir das coletas realizadas, foram registrados 464 táxons de líquens em áreas de Caatinga, Mata Atlântica e Restinga, na região Nordeste do Brasil. A cada novo estudo de levantamento de líquens realizado nas regiões Norte e Nordeste há um aumento no número de registros desses organismos, principalmente novos registros para a Caatinga e Mata Atlântica, locais de grande diversidade de líquens (CÁCERES; APTROOT, 2016; APTROOT et al., 2016).

A partir deste estudo foi possível obter informações relevantes sobre a distribuição de alguns táxons, ampliando o conhecimento sobre a ocorrência de espécies de líquens. Entre os novos registros para América do Sul estão: *Mazaediothecium álbum* Aptroot que era conhecido apenas para a Costa Rica (APTROOT, 1991; HARADA & YAMAMOTO, 2007) sendo registrada na RPPN Frei Caneca em área de Mata Atlântica em Pernambuco; *Arthonia borbonica* Ertz, Elix & Grube que ocorre na Ilha La Reunion, na França (ERTZ et al., 2010) é um novo registro para a REBIO Guaribas em área de Restinga na Paraíba; *Bathelium lineare* (C.W. Dodge) R.C. Harris e *Megalotremis lateralis* Aptroot que ocorrem em Nova Iorque e Costa Rica, respectivamente (APTROOT et al., 2008), também são novos registros para a Restinga Paraíba na mesma unidade de conservação; *Mazaediothecium album* Aptroot e *Strigula hypothallina* R.C. Harris foram registrados na RPPN Frei Caneca, em áreas de Mata Atlântica de Pernambuco e *Strigula amphora* Aptroot & Lücking foi identificada em área de Caatinga no Parque da Mata da Pimenteira. *Strigula hypothallina* é conhecida para a Índia e *S. amphorea* para a Costa Rica (JAGADEESH et al., 2007; APTROOT et al., 2008a).

Cryptothecia scripta G. Thor com ocorrência para a Ásia e Oceania (CHOUDHURY et al., 2016; www.gbif.or) foi pela primeira vez registrada para a América. *Fissurina alboscipita* (Coppins & P. James) Staiger, conhecida para a Europa (STAIGER, 2002), *Thelotrema*

defectum Hale ex R.C. Harris, registrada em Louisiana, Estados Unidos foram também encontradas em áreas de Restinga na Paraíba.

A maioria dos novos registros são da família Graphidaceae (11) que é bem distribuída nos trópicos, como foi observado por Cáceres et al. (2014b) e Lücking et al. (2014) em áreas da Amazônia. E também apresenta ampla distribuição em diversos países, como na Argentina (FERRARO et al., 2014), Bolívia (KUKWA et al., 2013; SCHIEFELBEIN et al., 2014) e Costa Rica (SIPMAN et al., 2012).

Espécies dos gêneros *Arthothelium*, *Bactrospora*, *Bapalmuia*, *Bacidiopsora*, *Bathelium*, *Carbacanthographis* e *Sarcographa* são comumente encontradas em áreas de Mata Atlântica (CÁCERES et al., 2008a); na Caatinga, táxons como *Baculifera*, *Ochrolechia*, *Stigmatochroma*, *Protoparmelia* (CÁCERES et al., 2008a) e *Chrysothrix*, (LEITE et al., 2015) são predominantes; e em Brejos de Altitude, espécies dos gêneros *Astrothelium* e *Hemithecium* (CÁCERES et al., 2008a) são mais comuns. Já em áreas de Restinga, *Astrothelium*, *Pyrenula*, *Polymeridium* (CÁCERES et al., 2008a), além de *Graphis* e *Phaeographis* (DAL FORNO, 2009) são mais comumente encontrados. E em áreas da Amazônia predominam os gêneros *Cladonia*, *Myriotrema*, *Ocellularia* e *Parmotrema*.

Apenas *Glyphis cicatricosa* e *Nigrovothelium tropicum* foram registrados na Caatinga, como confirmando por Menezes et al. (2011), Mata Atlântica (CÁCERES 2008b), e em Restinga (DAL FORNO, 2010), porém nenhuma espécie ocorreu em todas as áreas onde houve coletas. O fato de nenhuma espécie ter sido registrada em todas as áreas e que a predominância de determinados gêneros muda em função do tipo vegetacional sugere que as comunidades de líquens são estruturadas pelas características dos tipos de formações vegetais.

As famílias Arthoniaceae, Caliciaceae, Chrysotrichaceae, Graphidaceae, Haematommataceae, Lecanoraceae, Monoblastiaceae, Parmeliaceae, Pertusariaceae, Ramalinaceae, Ramboldiaceae, Stictidaceae e Trypetheliaceae predominam na Caatinga. As espécies com maior número de indivíduos foram *Lecanora tropica*, *Pertusaria flavens* e *Lecanora helva*. Assim como observado no presente estudo, Menezes et al. (2011) também identificaram no semiárido de Alagoas a ocorrência das famílias Physciaceae, Lecanoraceae e Graphidaceae.

Na Mata Atlântica, apenas cinco famílias (Graphidaceae, Malmideaceae, Porinaceae, Pyrenulaceae e Trypetheliaceae) destacam-se em relação à abundância de espécies e *Sarcographa labyrinthica*, *Phaeographis haematites* e *Phaeographis brasiliensis* são as espécies mais frequentes. Pereira et al. (2006) observaram que em áreas de Mata Atlântica

houve o predomínio das famílias Arthoniaceae, Graphidaceae, Trichotheliaceae, Gyalectaceae, entre outras, com destaque para *Cryptothecia*, *Coenogonium* e *Porina* em termos de abundância

Nas áreas de Restinga, os táxons mais abundantes são representantes de quatro famílias (Graphidaceae, Monoblastiaceae, Pyrenulaceae e Trypetheliaceae) com *Phaeographis scalpturata*, *Dyplolabia afzelii* e *Schizotrema cryptotrema* sendo as espécies mais frequentes. Käffer et al. (2010) verificaram que em Porto Alegre (RS) as famílias Graphidaceae (que apresenta o maior número de táxons), Lecanoraceae, Pertusariaceae e Pyrenulaceae são as mais abundantes em termos de espécies em áreas de Restinga. Dal-Forno (2009) identificou o gênero *Graphis* como o mais abundante da família Graphidaceae em Restinga arbustiva, no Paraná. Martins; Marcelli (2011) constataram a predominância de espécies pertencentes as famílias Caliciaceae, Lecanoraceae e Parmeliaceae como líquens no forófito *Dodonaea viscosa*.

Como a vegetação influencia a distribuição dos líquens a variação das famílias líquênicas observadas entre as áreas de Restinga pode estar relacionada principalmente ao tipo de plantas que compõem as áreas. Embora a Restinga seja um ecossistema relacionado à Mata Atlântica, a vegetação presente nessas formações é diferente, e vão desde herbáceas, cactáceas e arbustos a árvores (MMA, 2003; VELOSO; RANGEL-FILHO; LIMA, 1991), além disso há maior incidência luminosa na restinga, explicando as diferenças de composição de espécies em relação à Mata Atlântica.

6.3 TAXONOMIA DO LEVANTAMENTO DE LIQUENS PARA O NORTE E NORDESTE.

A família Graphidaceae é a que apresenta o maior número de espécies conhecidas e com maior distribuição nos trópicos (MANGOLD et al., 2008; RIVAS-PLATA et al., 2010; STAIGER, 2002). Durante o levantamento foi possível verificar que a família Graphidaceae apresentou o maior número de gêneros (56). *Graphis* apresentou o maior número de espécies (137), seguido de *Ocellularia* (59).

A família Roccelaceae foi a segunda mais abundante neste estudo, sendo identificados 16 gêneros, porém não apresentaram altos valores de abundância de espécies. Roccellaceae é amplamente distribuída em regiões costeiras subtropicais (APTROOT, 2008; APTROOT; SPARRIUS, 2008; ERTZ, et al., 2015) e tropicais (APTROOT et al., 2013a). Outros gêneros ricos em espécies foram: *Pyrenula* (90) em Pyrenulaceae, *Astrothelium* (83) em Trypetheliaceae, *Porina* (56) em Porinaceae, igualmente bem distribuídos nos trópicos (APTROOT, 1991; 2008a; 2012; APTROOT; CÁCERES, 2013; APTROOT; LÜCKING, 2016d).

Grandes levantamentos sobre líquens foram realizados na Amazônia (CÁCERES et al., 2012; CÁCERES et al., 2014a), na Mata Atlântica (CÁCERES, MAIA, LÜCKING, 2000; CÁCERES et al., 2016c) e na Caatinga (LIMA, 2013). A partir desses trabalhos foi possível perceber que existe certa predominância de alguns gêneros por um determinado bioma. Por exemplo os gêneros *Amandinea*, *Baculifera*, *Buellia* e *Cratiria* são regularmente encontrados na Caatinga e os gêneros *Cratiria* e *Dirinariasão* também comuns na Mata atlântica. A comunidade de líquens na Caatinga apresenta uma alta correlação com fatores como a altitude, umidade e o pH da casca do hospedeiro (LIMA, 2013). Na Mata Atlântica a umidade, a incidência luminosa e a temperatura são limitantes para o surgimento de alguns táxons pertencentes aos gêneros *Malmidea*, *Pyrenula*, *Astrothelium*, *Canoparmelia*, *Chapsa*, *Coenogonium*, *Ocellularia*, *Leptogium* dentre outros. *Graphis* e *Phaeographis* são gêneros que estão bem adaptados as condições tanto da Caatinga como da Mata Atlântica, mais a maioria das espécies registradas são diferentes. Na Amazônia as elevadas temperaturas aliadas a alta umidade e menor incidência luminosa, devido ao grande porte das árvores, proporcionam a ocorrência de algumas espécies pertencentes aos gêneros *Astrothelium*, *Fellhanera*, *Phyllopsora*, *Porina* e *Stegobolus* que só foram registradas, até o momento, neste bioma neste bioma.

6.4 ANÁLISE FILOGENÉTICA DOS GÊNEROS *HELMINTHOCARPON* E *PICCOLIA*

6.4.1 Filogenia de *Helminthocarpon* Fée

Nosso estudo de *Helminthocarpon* aborda um problema comumente encontrado em análises filogenéticas baseadas em um ou poucos marcadores que é a posição não resolvida ou não suportada de um táxon-alvo dentro de um grupo previamente estudado. Estudos futuros com marcadores adicionais e as análises de modelos com um grande número de *loci* obtidos através de amplificação direcionada ou sequenciamento de alto rendimento (HTS, do inglês *High-Throughput Sequencing*) podem fornecer resolução e suporte suficientes. No entanto, as abordagens HTS multi-locus ou genômicas de grande escala têm a desvantagem de que elas só podem ser aplicadas ao material recém-sequenciado e, portanto, geralmente são muito limitadas em termos de amplitude taxonômica; dados de sequências já disponíveis para um grande número de taxa, mas um número limitado de *loci* não podem ser usados.

O aumento do valor de suporte é um efeito da combinatória do algoritmo *bootstrap*, que por padrão resulta em valores mais altos quando se analisam alinhamentos mais longos, mesmo que cada parte de alinhamento tenha exatamente o mesmo sinal filogenético. Neste estudo, mostramos que o agrupamento filogenético (*phylogenetic binning* - PB) que invoca o algoritmo

de posicionamento evolutivo (*evolutionary placement algorithm* - EPA) para resolver a posição filogenética de um táxon, neste caso, o gênero *Helminthocarpon*, é um complemento promissor para a análise filogenética padrão, quando há apenas alguns marcadores disponíveis para um grande número de taxa.

A abordagem PB tem três vantagens: (1) não é sensível a uma topologia de *backbone* precisa e totalmente suportada, (2) ela pode funcionar com alinhamentos fortemente reduzidos em que apenas colunas com alta segurança de alinhamento são mantidas e (3) computa um vetor de peso de posição baseado em uma árvore de referência antes de incluir as seqüências de consulta na análise, portanto, diminuindo o peso homoplástico contra o sinal informativo ao analisar as seqüências de consulta.

As duas primeiras vantagens permitem uma análise mais rápida, ainda que seja uma análise baseada em alinhamento, em que as seqüências não alinhadas podem ser alinhadas automaticamente e apenas as porções do alinhamento com valores de confiança mais elevados são mantidas. Isso economiza o tempo de inspeções manuais muitas vezes tediosas de alinhamentos automatizados e reduz a probabilidade de porções ambíguas ou erroneamente pareadas a praticamente zero. Esta vantagem é particularmente útil quando muitas seqüências estão disponíveis para comparação, uma vez que esta abordagem é relativamente rápida e, no entanto, altamente precisa em relação ao alinhamento resultante.

Nosso teste com dados de ITS mostrou que a abordagem PB ainda funciona com um alinhamento reduzido a porções conservadas no qual a profundidade do sinal filogenético é extremamente baixa. A terceira vantagem torna-se óbvia ao comparar a análise filogenética padrão (sem ponderação de posição) com a abordagem de PB (com ponderação de posição) com base nos mesmos dados subjacentes. Uma vez que a ponderação é aplicada antes de incluir as seqüências de consulta, a abordagem não resulta em raciocínio circular, como seria quando aplicado a posteriori a uma árvore filogenética e subsequente busca de nova árvore. Tanto para mtSSU quanto para ITS, padrões de análise filogenética resultaram na ausência de suporte para posição do táxon alvo; em contraste, PB forneceu melhor resolução com relação a posição em uma determinada família com forte suporte.

A análise de PB usando o gênero *Helminthocarpon* como táxon alvo com os dois *loci* selecionados produziram um conflito: ao passo que o mtSSU colocou o gênero com 91% de suporte basal ao núcleo Roccellaceae, o ITS resolveu o gênero com 100% de apoio como parte da Opegraphaceae, concordando assim com o posicionamento não suportado na análise filogenética padrão, tanto para mtSSU quanto ITS. À primeira vista, este resultado é intrigante,

mas após uma inspeção mais próxima, a evidência aponta para um posicionamento correto do gênero dentro de Opegraphaceae.

O suporte para uma posição aninhada dentro de Opegraphaceae com ITS é 100%, enquanto que com o mtSSU é 91% para uma posição basal ao lado do núcleo das Roccellaceae, que por sua vez está aninhado dentro de um grupo parafilético de Opegraphaceae. Embora este resultado possa não ser conclusivo, permite inferir que *Helminthocarpon* deve ser posicionado com forte suporte ($91\% + 100\% / 2 = 95,5\%$) em Opegraphaceae ou Roccellaceae, mas não em nenhuma das outras famílias de Arthoniales (Arthoniaceae, Chrysotrichaceae, Lecanographaceae, Roccellographaceae, e clados de *Bryostigma* e *Felipes*). Isso proporcionou uma razão objetiva e legítima para re-analisar filogeneticamente um subconjunto dos dados, incluindo apenas as famílias Opegraphaceae e Roccellaceae, que resultou em um posicionamento totalmente suportado de *Helminthocarpon* em Opegraphaceae. Assim, embora esta abordagem não seja direta, requer várias etapas lógicas, permitindo filtrar o sinal filogenético de poucos marcadores que não são recuperados usando apenas uma análise padrão.

Provavelmente, a posição correta de *Helminthocarpon* também pode ser esclarecida pela inclusão de nuLSU como marcador adicional, já que este marcador foi amplamente utilizado para Arthoniales (FRISCH et al. 2014, ERTZ; TEHLER, 2011), mas nossas tentativas de obtenção de sequências de nuLSU para o material estudado falharam. Este marcador seria de particular interesse em elucidar as possíveis relações de *Helminthocarpon* com *Dictyographa* dentro de Opegraphaceae, o único outro gênero fora de Arthoniaceae, formando ascósporos muriformes. Para este gênero, apenas nuLSU e RPB2 foram sequenciados (ERTZ; TEHLER, 2011). A análise combinada dos loci mtSSU e ITS, nos quais ambos resultaram na posição não suportada em Opegraphaceae, também pode resultar em um suporte mais forte, mas foi impedida pela falta substancial de sobreposição dos táxons e espécimes sequenciados para ambos os loci. Não há dados do mtSSU disponíveis para *Pentagenella* e *Schizopelte*, para os quais *Helminthocarpon* está aparentemente intimamente relacionado, enquanto o ITS é muito inclinado para Roccellaceae, com poucos ou nenhum táxon de outras famílias sequenciadas.

Com base em nossos resultados, concluímos que *Helminthocarpon* deve ser posicionado em Opegraphaceae. Esta posição está de acordo com a avaliação da estrutura dos ascos por BUNGARTZ et al. (2013), enquanto a química do ácido esquizopélico e eritrina é conhecida tanto de Opegraphaceae quanto de Roccellaceae. Podemos excluir a posição do gênero dentro de Arthoniaceae ou qualquer relação com *Arthothelium* ou *Cryptothecia*, conforme proposto por AWASTHI; JOSHI (1979) e APTROOT (1999), apesar das semelhanças impressionantes na estrutura hamatécio, especialmente com *Cryptothecia*.

Helminthocarpon é superficialmente semelhante a certas espécies de *Cryptothecia* e *Myriostigma*, especialmente àquelas com ascomas compactados e/ou partes carbonizadas dentro do ascoma. Esses gêneros (mais o gênero *Stirtonia*), que pertencem a Arthoniaceae, compartilham o hamatécio hidrofóbico sem textura gelatinosa do himênio, com as hifas interascas envolvendo densamente o asco individualmente (APTROOT, 1999; BUNGARTZ et al., 2013). *Helminthocarpon* pode ser distinguido dos outros três gêneros pelo talo corticado, o ascomata bem estruturado com excípulo distinto, bem delimitado, e o asco tipo *Opegrapha*. Os outros três gêneros têm sempre ascos quase globosos com paredes KI-negativas do tipo *Cryptothecia* (GRUBE, 1998; BUNGARTZ et al., 2013).

Além de *Helminthocarpon*, os ascosporos muriformes são conhecidos dentro de Arthoniales apenas nos gêneros *Cryptothecia*, *Arthonia*, *Arthothelium* (todos Arthoniaceae) e *Dictyographa* (Opegraphaceae). *Arthonia* é bem distinguida por seu ascoma hidrofílico, tipo mancha, imerso paraadnate sem excípulo, o hamatécio gelatinoso com hifas interascas mais frouxamente dispostas, asco clavado, tipo-*Arthonia* com câmara ocular distinta (GRUBE, 1998). O gênero *Arthothelium* é semelhante a *Helminthocarpon* na natureza das hifas interascas, envolvendo densamente o asco, mas produz ascoma estromático, geralmente carbonizado, hidrofílico, no qual os ascos são desenvolvidos dentro delóculos. *Dictyographa* compartilha com *Helminthocarpon* o ascoma lirlado, proeminente e asco de tipo *Opegrapha*, mas também forma um hamatécio gelatinoso com hifas interascas mais frouxamente dispostas e o excípulo é mais maciço. Todos os três gêneros não têm um córtex. As possíveis relações de *Helminthocarpon* com *Dictyographa* dentro de Opegraphaceae precisam ser esclarecidas.

Notavelmente, a maioria dos gêneros de crostosos dentro de Arthoniales não tem um córtex. As exceções com talo corticado são: *Catarrhaphia* A. Massal, também monoespecífico, um gênero de afinidade familiar desconhecida com ascoma em forma de disco que ainda não foi sequenciado; *Follmanniella* Peine & B. Werner (Roccellaceae), outro gênero monoespecífico, formando pseudopodécio; *Llimonaea* Egea & Torrente (Opegraphaceae), que produz um excípulo não carbonizado; *Feigeana* Mies, Lumbsch & Tehler (Roccellaceae), um outro gênero monoespecífico com ascoma pseudostromático, e os gêneros *Dirina* Fr. e *Roccellina* Darb. (Roccellaceae). Todos esses gêneros diferem de *Helminthocarpon* por formarem ascosporos estreitos, transversalmente septados, e com exceção de *Catarrhaphia* são tipicamente saxícolas e não epífitos. Uma possível relação entre *Llimonaea* e *Helminthocarpon* também precisa ser explorada, mas novamente, apenas nuLSU e RPB2 foram sequenciados para o gênero *Llimonaea* (ERTZ; TEHLER, 2011). A semelhança íntima na estrutura do córtex entre *Helminthocarpon* (Opegraphaceae) e *Dirina* (Roccellaceae) é notável, especialmente

porque esse último gênero também produz eritrina, forma um talo estritamente crostoso (não placoíde) e possui um excípulo carbonizado (GRUBE, 1998). No entanto, além dos diferentes substratos e ascosporos, os ascomas em *Dirina* são apoteciais e, com base em dados moleculares (exceto os resultados do mtSSU), os dois gêneros não estão intimamente relacionados, já que *Dirina* faz parte do núcleo Roccellaceae.

6.4.2 Filogenia de *Piccolia* A. Massal.

LUTZONI et al. (2004) descreveram Acarosporomycetidae Reeb, Lutzoni & Cl. Roux como uma das três subclasses dentro de Lecanoromycetes, em posição basal e como monofilético dentro da classe. As sequências de *Acarospora* A. Massal. utilizadas neste trabalho estão posicionadas dentro do clado que seria de Acarosporomycetidae segundo Lutzoni et al. (2004) formando um clado com total suporte com *Myriospora* Nägeli, *Pleopsidium* Körb, *Thelocarpeia* Nav.-Ros. & Cl. Roux, *Glypholecia* Nyl., *Polysporina* Vězda e *Sarcogyne* Flot. E este clado formando um grupo irmão de *Pycnora* 48% e um outro grupo irmão com *Candelaria* A. Massal. (100%). *Candelaria* está inserida em Candelariaceae que junto com Acarosporaceae e Pycnoraceae formam um grupo monofilético dentro de Lecanoromycetes (WEDIN et al., 2005). A alta relação de parentesco entre *Pycnora* Hafellner, *Candelaria* (Candelariales) e *Acarospora* (Acarosporales) sugerida por WEDIN et al. (2005) é novamente confirmada.

Piccolia estava inserido em Acarosporaceae Zahlbr., com base em dados morfológicos (JAKLITSCH et al., 2016) e posteriormente foi sugerido por Lücking; Hodkinson; Leavitt (2017) em posição incertae sedis dentro de Lecanoromycetes. Neste estudo *Piccolia* foi agrupado como grupo irmão de *Thelocarpon* (Thelocarpaceae, Thelocarpales, incertae sedis, Pezizomycotina), porém com baixo valor de suporte (47%). E o clado formado por *Thelocarpon* e *Piccolia* agrupou-se com um outro clado maior contendo outros representantes de Lecanoromycetes (Pycnoraceae, Candelariaceae, Acarosporaceae), com um bom valor de suporte (76%).

A colocação de *Piccolia* dentro de Acarosporaceae, se dá pela semelhança na morfologia dos ascos multiesporados. *Acarospora* abriga espécies que apresentam hábito na maioria saxícolas, apotécios imersos no talo e ascos multiesporados, e são amplamente distribuídas (TEMINA; NEVO; WASSER, 2005). Em *Candelaria* ocorre o mesmo tipo de asco entretanto o talo é do tipo folioso (NEUWIRTH, 2014) e em *Thelocarpon* que está inserido em uma ordem predominantemente liquenizada (LUKING et al., 2017), apresenta ascomas peritecióides, ascos unitunicados, multiesporados (SALISBURY, 1966) e também está em

posição incerta dentro do subfilo Pezizomycotina. É interessante observar que esses gêneros, que formam esse grupo, são na maioria de espécies que apresentam o hábito saxícola, ou seja, são encontrados em rochas (*Pycnora*, *Sarcogyne*, *Myriospora*, *Pleopsidium*).

Piccolia A. Massal. (1856) é um gênero muito pequeno de líquens crostosos com apenas 10 espécies descritas. É caracterizado por apresentar apotécio medindo entre 0,4 a 1 mm de diâmetro, fotobionte chlorococóide, ascos multiesporados I+, e ascosporos hialinos, simples com 2–5 µm de diâmetro. As paráfises são pouco ramificadas e o himênio hialino não insperso.

A ultraestrutura do asco é a estrutura mais semelhantes entre *Piccolia*, *Pycnora* e *Pleopsidium* (WEDIN et al., 2005). A posição de *Piccolia* está fora de qualquer ordem ou família dentro de Lecanoromycetes ou de qualquer outro fungo conhecido. Assim, no mínimo precisamos descrever uma nova família para este gênero de líquen.

7 CONCLUSÕES

A Caatinga continua demonstrando que possui uma elevada riqueza de espécies de líquens, seguida da Mata Atlântica e da Restinga no que diz respeito as coletas realizadas. Na Caatinga predominaram as famílias Arthoniaceae, Graphidaceae, Trypetheliaceae, Caliciaceae, Malmideaceae e Lecanoraceae. Na Mata Atlântica: Graphidaceae, Trypetheliaceae, Malmideaceae, Pyrenulaceae e Porinaceae e na Restinga: Graphidaceae, Trypetheliaceae, Pyrenulaceae e Arthoniaceae. Entretanto a distribuição dos gêneros dentro dos dois biomas é diferenciada.

No levantamento de líquens para o Norte e Nordeste a Mata Atlântica apresentou a maior riqueza de espécies (859), seguida da Amazônia (702) e da Caatinga (516). A Mata Atlântica (1199) e a Amazônia (1015) apresentam alta diversidade filogenética, resultante da influência das condições ecológicas que permitem que a maioria das linhagens estejam presentes neste biomas. A classe Lecanoromycetes apresenta o maior número de táxons (gêneros, famílias) nos três principais biomas.

Os maiores NRI's em Brejos de Altitude e na Caatinga indicam que esses táxons aparecem filogeneticamente agrupados (cluster - em nível de gênero e acima) e que condições ecológicas fornecem restrições sobre a presença de táxons e somente aqueles mais adaptados estão presentes com alta diversidade (por exemplo Caatinga: Arthoniales, Caliciaceae). Os valores de NRI negativos na Amazônia e Restinga revelam a superdispersão filogenética, no entanto são necessários mais dados para Restinga. Porém as condições ecológicas variáveis em micro-habitats favorecem aparentemente a presença de táxons filogeneticamente mais distantes (em nível de gênero e acima) nestes biomas. E o maior NTI para Cerrado e Caatinga significa que estes biomas têm frequentemente espécies do mesmo gênero (uma vez que gênero é a resolução mais baixa utilizada).

No caso do posicionamento de *Helminthocarpon* fica claro a sua colocação dentro da família Opegraphaceae. Com relação à *Piccolia*, apesar das sequencias analisadas se posicionarem na base de Lecanoromycetes e da sugestão aqui feita para criação de uma nova família ainda faz-se necessário mais estudos com esse gênero para avaliar com mais detalhes sua posição em relação as outras famílias dentro desta classe.

REFERÊNCIAS

- AB'SABER, A. No domínio das Caatingas. *In.*: MONTEIRO, S., Kaz, L. (eds) **Caatingas, Sertão e Sertanejos**. Rio de Janeiro: Livroarte Ed. Alumbramento, p. 37–46, 1994/1995.
- AB'SABER, A. **Os domínios da Natureza no Brasil** – Potencialidades paisagísticas. 3 Ed. Ateliê Editorial. São Paulo, p. 159, 2003.
- AHMADJIAN, V. **The Lichen Symbiosis**. John Wiley and Sons, Inc., New York, 250 p., 1993.
- ALENCAR, A. L.; SILVA, M. A. P.; BARROS, L. M. Florística e Fitossociologia de uma Área de Cerradão na Chapada do Araripe – Crato – CE. Porto Alegre, Nota Científica. **Revista Brasileira de Biociências**, v. 5, supl. 2 p. 18–20, jul, 2007.
- ALEXOPOULOS, C. J.; MIMS, C. W.; BLACKWELL, M. **Introductory Mycology**. 4th edition. John Wiley. New York, p. 880, 1996.
- MMA – **Ministério do Meio Ambiente** – Amazônia – Disponível em: <<http://www.mma.gov.br/biomas/amazonia>>. Acesso em: 01 jul. 2015.
- AMO et al. The genus *Karoowia* (Parmeliaceae, Ascomycota) includes unrelated clades nested within Xanthoparmelia. **Aust. Syst. Bot.**, v. 23, n. 3, p.173–184, 2010.
- AMORIM, D. S. **Fundamentos de Sistemática Filogenética**. Holos. Ribeirão Preto, p. 156, 2002.
- ANDERSEN, H. L.; EKMAN, S. Disintegration of the Micareaceae (lichenized Ascomycota): a molecular phylogeny based on mitochondrial rDNA sequences. **Mycol. Res.**, v. 109, n. 1, p. 21–30, 2005. DOI: 10.1017/S0953756204001625.
- ANDRADE-LIMA, D. The caatingas dominium. **Revista Brasileira de Botânica**, São Paulo, v. 4, p. 149–153, 1981.
- ANDRADE-LIMA, D. Vegetação. *In.*: R. C. Lins. (ed.) **Bacia do Parnaíba: aspectos fisiográficos**. Instituto Joaquim Nabuco de Pesquisas Sociais, Recife, p. 131–135, 1978.
- APTROOT et al. The phylogenetic position of *Coniarthonia* and the transfer of *Cryptothecia miniata* to *Myriostigma* (Arthoniaceae, lichenized ascomycetes). **Phytotaxa**, v. 218, n. 2, p. 128–136, 2015.
- APTROOT, A. A world key to the species of *Anthracotheceum* and *Pyrenula*. **The Lichenologist**, v. 44, n. 1, p. 5–53, 2012.
- APTROOT, A. A monograph of the Pyrenulaceae (excl. *Anthracotheceum* and *Pyrenula*) and the Requiellaceae, with notes on the Pleomassariaceae, the Trypetheliaceae and *Mycomicrothelia* (lichenized and non-lichenized Ascomycetes). **Bibliotheca Lichenologica**, v. 44, p. 1–178, 1991.
- APTROOT, A. et al. How diverse is the lichenized fungal family Trypetheliaceae (Ascomycota: Dothideomycetes)? A quantitative prediction of global species richness. **Lichenologist (London)**, v. 48, p. 983–1011, 2016a.
- APTROOT, A. et al. New species of *Polymeridium* from Brazil expand the range of known morphological variation within the genus. **The Lichenologist**, v. 45, n. 4, p. 545–552, 2013b.
- APTROOT, A. et al. Pyrenocarpous lichens with bitunicate asci. A first assessment of the lichen biodiversity inventory in Costa Rica. **Bibliotheca Lichenologica**, Berlin. p. 162, 2008a.
- APTROOT, A. et al. Ten new species of corticolous pyrenocarpous lichens from NE Brazil. **Phytotaxa**, v. 197, n. 3, p. 197–206, 2016b.

- APTROOT, A. Lichens of St Helena and Ascension Island. **Bot J Linn Soc**, v. 158, p. 147–171, 2008b.
- APTROOT, A., et al. Two new species of Roccellaceae (Ascomycota: Arthoniales) from Brazil, with the description of the new genus *Sergipea*. **The Lichenologist**, v. 45, n. 5, p. 627–634, 2013a.
- APTROOT, A.; CÁCERES, M. E. S. A refined species concept in the tropical lichen genus *Polymeridium* (Trypetheliaceae) doubles the number of known species, with a worldwide key to the species. **Nova Hedwigia**, v. 98, n. 1–2, p. 1–29, 2014.
- APTROOT, A.; CÁCERES, M. E. S. Pyrenocarpous lichens (except Trypetheliaceae) in Rondônia. **The Lichenologist**, v. 45, n. 6, p. 763–785, 2013.
- APTROOT, A.; LÜCKING, R. A revisionary synopsis of the Trypetheliaceae (Ascomycota: Trypetheliales). **The Lichenologist**, v. 48, n. 6, p. 763–982, 2016d. Doi:10.1017/S0024282916000487.
- APTROOT, A.; SCHUMM, F. Key to *Ramalina* species known from Atlantic islands, with two new species from the Azores. **Sauteria**, v. 15, p. 21–57, 2008c.
- APTROOT, A.; SIPMAN, H. J. M.; CÁCERES, M. E. S. Twenty-one new species of *Pyrenula* from South America, with a note on over-mature ascospores. **The Lichenologist**, v. 45, n. 2, p. 169–198, 2013.
- APTROOT, A.; SPARRIUS, L. B. Crustose Roccellaceae in the Galapagos Islands, with the new species *Schismatomma spierii*. **Bryologist**, v. 111, p. 659–666, 2008d.
- ARANHA, Bruno Almozara. **PHYLOGENETIC PATTERN OF CERRADO COMMUNITIES: EVOLUTION AND BIOGEOGRAPHY**. Tese (Doutorado em Biologia Vegetal) – Instituto de Biologia. Universidade Estadual de Campinas, São Paulo. 173 p., 2013.
- ARAÚJO F. S. et al. Composição florística da vegetação de carrasco, Novo Oriente – CE. **Revista Brasileira de Botânica**, v. 21, n. 2, p. 105–116, 1998.
- ARAÚJO F. S.; RODAL, M. J. N.; BARBOSA, M. R. V. (Eds.) **Análise das variações da biodiversidade do bioma Caatinga**. Suporte e estratégias regionais de conservação. Ministério do Meio Ambiente. Brasília, p. 434, 2005.
- ARAÚJO FILHO et al. Levantamento de reconhecimento de baixa e média intensidade dos solos do Estado de Pernambuco. Embrapa Solos. Boletim de Pesquisas v. 11, p. 382, 2000.
- ARAÚJO, F. S.; MARTINS, F. R.; SHEPHERD, G. J. Variações Estruturais e Florísticas do Carrasco no Planalto da Ibiapaba, Estado do Ceará. **Rev. Brasil. Biol.**, v. 59, n. 4, p. 663–678, 1999.
- ARCHER, A. W. *Diorygma*. **Flora of Australia**, v. 57, 2009a.
- ARCHER, A. W. *Hemithecium*. **Flora of Australia**, v. 57, 2009b.
- ARCHER, A.W. New combinations and synonymies in the Australian Graphidaceae. **Teloepa**, v. 11, n. 1, p. 59–78, 2006.
- ARNOLD, A. E. et al. A five-gene phylogeny of Pezizomycotina. **Mycologia**, v. 98, n. 6, p. 1018–1028, 2006.
- ARUP, U. A new taxonomy of the *Caloplaca citrina* group in the Nordic countries, except Iceland. **The Lichenologist**, v. 38, n. 1, p. 1–20, 2006. DOI: <https://doi.org/10.1017/S0024282905005402>.

ARUP, U. The *Caloplaca holocarpa* group in the Nordic countries, except Iceland. **The Lichenologist**, v. 41, n. 2, p. 111–130, 2009. DOI:<https://doi.org/10.1017/S0024282909008135>.

ARUP, U.; SOCHTING, U.; FRODEN, P. A new taxonomy of the family Teloschistaceae. **Nordic Journal of Botany**, v. 31, n. 1, p. 16–83, 2013.

ARUP, U.; SOCHTING, U.; FRODEN, P. A new taxonomy of the family Teloschistaceae. **Nordic Journal of Botany**, v. 31, n. 1, p. 16–83, 2013. DOI: 10.1111/j.1756–1051.2013.00062.x.

AVISE et al. Intraspecific phylogeography: The mitochondrial DNA bridge between population genetics and systematics. **Annual Review of Ecology and Systematics**, v. 18, p. 489–522, 1987.

AVISE, J. C. **Phylogeography — The History and Formation of Species**. Harvard University Press, Cambridge, MA. 447 p., 2000. ISBN 0 674 66638 0.

AVISE, J. C. Phylogeography: retrospect and prospect. **Journal of Biogeography**, v. 36, p. 3–15, 2009.

AWASTHI, D. D.; JOSHI, M. The lichen genera *Helminthocarpon*, *Cyclographa*, and *Cyclographina* (gen. nov.). **Norwegian Journal of Botany**, v. 26, p. 165–177, 1979.

AWASTHI, D. D.; JOSHI, M. The lichens genera *Helminthocarpon*, *Cyclographa*, and *Cyclographina* (gen. nov.). **Norwegian Journal of Botany**, v. 26, p. 165–177, 1979.

BALOCH, E. et al. M. Major clades and phylogenetic relationships between lichenized and non-lichenized lineages in Ostropales (Ascomycota: Lecanoromycetes). **Taxon**, v. 59, n. 5, p. 1483–1494, 2006. DOI: 10.2307/20774043.

BALOCH, E.; GRUBE, M. Evolution and phylogenetic relationships within Porinaceae (Ostropomycetidae), focusing on foliicolous species. **Mycol. Res.**, v. 110, n. 2, p. 125–136, 2006.

BARRETO et al. Campo de Dunas Inativas do Médio Rio São Francisco, BA. Marcante registro de ambiente desértico do Quaternário brasileiro. **Sítios geológicos e paleontológicos do Brasil (SIGEP)**, v. 56, p. 223–231, 2002.

BATALHA-FILHO, H.; MIYAKI, C.Y. Filogeografia da Mata Atlântica. **Revista da Biologia Vol. Esp. Biogeografia**, p. 31–34, 2011.

BERNARDES, N. As Caatingas. **Estudos Avançados**, v. 13, n. 35, p. 1–10, 1999.

BGBM: **Lichen keys**. Provisional determination keys for the Graphidales of Costa Rica. Disponível em: <<http://www.bgbm.org/sipman/Zschackia/Diorygma/Thalloloma.htm#Thalloloma>>. Acesso: 23 mai 2016.

BHATTACHARYA, D. et al. Widespread occurrence of spliceosomal introns in the rDNA genes of ascomycetes. **Mol. Biol. Evol.**, v. 17, n.12, p. 1971–1984, 2000.

BHATTACHARYA, D.; Friedl, T.; Helms, G. Vertical evolution and intragenic spread of lichen–fungal group I introns. **J. Mol. Evol.**, v. 55, n. 1, p. 74–84, 2002.

BLANCO et al. A molecular phylogeny and a new classification of parmelioid lichens containing *Xanthoparmelia*-type lichenan (Ascomycota: Lecanorales). **Taxon**, v. 53, n.4, p. 959–975, 2004.

BLANCO et al. Molecular phylogeny of parmotremoid lichens (Ascomycota, Parmeliaceae). **Mycologia**, v. 97, n. 1, p. 150–159, 2005.

BLASCO, M., DOMEÑO, C., NERÍN, C. Lichens biomonitoring as feasible methodology to assess air pollution in natural ecosystems: Combined study of quantitative PAHs analyses and lichen biodiversity in the Pyrenees Mountains. **Anal Bioanal Chem**, v. 391, p. 759–771, 2008. DOI 10.1007/s00216-008-1890-6.

BREUSS, O.; LÜCKING, R. Three new lichen species from Nicaragua, with keys to the known species of *Eugeniella* and *Malmidea*. **The Lichenologist**, v. 47, n. 1, p. 9–20, 2015.

BRODO, I. M.; SHARNOFF, S. D.; SHARNOFF, S. **Lichens of North America**. 3th Edition. Yale University Press. New Haven and London, p. 795, 2001.

BROECK, D. V. D.; APTROOT, A.; ERTZ, D. Three new species in the lichen genus *Piccolia* (Biatorrellaceae, lichenized Ascomycota) from the Palaeotropics. **Plant Ecology and Evolution**, v. 146, n. 3, p. 384–388, 2013. <http://dx.doi.org/10.5091/plecevo.2013.906>

BUARUANG et al. Molecular data support *Pseudoparmelia* as a distinct lineage related to *Relicina* and *Relicinopsis* (Ascomycota, Lecanorales). **The Lichenologist**, v. 47, n. 1, p. 43–49, 2015. DOI: <https://doi.org/10.1017/S0024282914000577>

BUNGARTZ, F.; DUTÁN-PATIÑO, V. L.; ELIX, J. A. The lichen genera *Cryptothecia*, *Herpothallon* and *Helminthocarpon* (Arthoniales) in the Galapagos Islands, Ecuador. **The Lichenologist**, v. 45, n. 6, p. 739–762, 2013.

BUSO J. R. et al. A Paleoecologia e a Atual Biodiversidade da Mata Atlântica De Linhares: Estudos Interdisciplinares no Holoceno. In: ROLIM, S. G.; MENEZES, L. F. T.; SRBEK-ARAÚJO, A. C. (Ed.). Floresta Atlântica de Tabuleiro: Diversidade e Endemismos na Reserva Natural Vale. 1 ed. **Paleoecologia**, cap. 5, p. 496, 2016.

CÁCERES, M. E. S.; APTROOT, A.; LÜCKING, R. Lichen fungi in the Atlantic rain forest of Northeast Brazil: the relationship of species richness with habitat diversity and conservation status. **Brazilian Journal of Botany**, v. 4, p. 1–12, 2016c.

CÁCERES, M. et al. *Pyrenula sanguinea* (lichenized Ascomycota: Pyrenulaceae), a new species with unique, tryptethelioid ascomata and complex pigment chemistry. **The Bryologist**, v. 116, n. 4, p. 350–357, 2013.

CÁCERES, M.; RIVAS PLATA, E.; LUECKING, R. *Malmographina*, a new genus for *Graphina malmei* (Ascomycota: Ostropales: Graphidaceae). **The Lichenologist**, v. 44, n. 1, p. 115–120, 2012. Doi:10.1017/S0024282911000697.

CÁCERES, M. E. S. A new foliicolous *Byssoloma* (lichenized Ascomycetes: Pilocarpaceae) from the Atlantic rainforest in Pernambuco, Brazil. **Mycotaxon**, v. 71, p. 383–386, 1999.

CÁCERES, M. E. S. **Corticulous crustose and microfoliose lichens of northeastern Brazil**. IHW-Verlag, Eching, Libri Botanici. Alemanha, p. 168, 2007.

CÁCERES, M. E. S. et al. New and interesting lichens from the Caxiuanã National Forest in the Brazilian Amazon. **The Lichenologist**, v. 44, n. 6, p.807–812, 2012.

CÁCERES, M. E. S., APTROOT, A., PARNMEN, S. & LÜCKING, R. Remarkable diversity of the lichen family Graphidaceae in the Amazon rain forest of Rondônia, Brazil. **Phytotaxa**, v. 189 n. 1, p. 087–136, 2014a. DOI: <http://dx.doi.org/10.11646/phytotaxa.189.1.8>.

CÁCERES, M. E. S., NASCIMENTO, E. L. L.; APTROOT, A., LÜCKING, R. Liqueus brasileiros: novas descobertas evidenciam a riqueza no Norte e Nordeste do país. **Bol. Mus. Biol. Mello Leitão** (N. Sér.) v. 35, p. 101–119, 2014b.

- CÁCERES, M. E. S.; APTRoot, A. First inventory of lichens from the Brazilian Amazon in Amapá State. **The Bryologist**, v. 119, n. 3, p. 250–265, 2016. Ddoi: 10.1639/0007–2745–119.3.250
- CÁCERES, M. E. S.; LIMA, E. L.; APTRoot, A. A new *Opegrapha* with submuriform ascospores from Brazil. **The Lichenologist**, v. 45, n. 3, p. 375–378, 2013.
- CÁCERES, M. E. S.; LÜCKING, R. Three new species and one new combination of foliicolous lichens and lichenicolous fungi from the Atlantic Rainforest in Pernambuco state, Brazil. **Nova Hedwigia**, v. 70, n. 1–2, p. 217–226, 2000.
- CÁCERES, M. E. S.; LÜCKING, R.; RAMBOLD, G. Corticolous microlichens in Northeastern Brazil: habitat differentiation between coastal Mata Atlântica, Caatinga and Brejos de Altitude. **The Bryologist**, v. 111, n. 1, p. 98–117, 2008a.
- CÁCERES, M. E. S.; LÜCKING, R.; RAMBOLD, G. Efficiency of sampling methods for accurate estimation of species richness of corticolous microlichens in the Atlantic rainforest of northeastern Brazil. **Biodiversity and Conservation**, v. 17, p. 1285–1301, 2008b.
- CÁCERES, M. E. S.; LÜCKING, R.; RAMBOLD, G. Phorophyte specificity and environmental parameters versus stochasticity as determinants for species composition of corticolous crustose lichen communities in the Atlantic rainforest of northeastern Brazil. **Mycological Progress**, v. 6, n. 3, p. 117–136, 2007.
- CÁCERES, M. E. S.; MAIA, L. C.; LÜCKING, R. Foliicolous lichens and their lichenicolous fungi in the Atlantic rainforest of Brazil: diversity, ecogeography and conservation. In: Schroeter, B., Schlenzog, M. & Green, T. G. A. (eds.): New Aspects in Cryptogamic Research. Contributions in Honour of Ludger Kappen. **Bibliotheca Lichenologica**, v. 75, p. 47–70, 2000.
- CARLILE, M. J.; WATKINSON, C.S.; GOODAY, G.W. The fungi. 2nd edition. Academic press. p. 603, 2001.
- CARNEIRO FILHO, A., SOUZA, O. B. **Atlas de pressões e ameaças às terras indígenas na Amazônia brasileira**. São Paulo. p. 48, 2009.
- CAVALCANTE, J. G. **Fatores associados à estrutura da comunidade de líquens corticícolos crostosos em duas áreas de caatinga no Estado de Alagoas**. 2012. 67 f. Dissertação (Mestrado em Ecologia e Conservação) – Universidade Federal de Sergipe, São Cristóvão, 67 p., 2012.
- CEPAN – Centro de Pesquisas Ambientais do Nordeste. **Prospecção de Novas Áreas de Conservação do Centro de Endemismo Pernambuco**. Carlos Alberto Mergulhão Uchôa Neto & Marcelo Tabarelli. Recife, p. 18, 2003.
- CHEN et al. Phylogenetic analyses of eurotiomycetous endophytes reveal their close affinities to Chaetothyriales, Eurotiales, and a new order – Phaeomoniellales. **Molecular Phylogenetics and Evolution** v. 85, p. 117–130, 2015.
- CHOUDHURY, M. P. et al. Distribution of Lichens on few ancient monuments of Sonitpur district, Assam, North East India. **International Journal of Biodiversity and Conservation**, v. 8, n. 11, p. 291–296, 2016. DOI: 10.5897/IJBC2016.0971.
- CIANCIARUSO, M. V.; SILVA, I. A.; BATALHA, M. A. Phylogenetic and functional diversities: new approaches to community Ecology. **Biota Neotropica**, v. 9, n. 3, p. 93–103, 2009. Disponível em: <<http://www.biotaneotropica.org.br/v9n3/en/abstract?article+bn01309032009>>. Acesso em: 08 julho. 2015.

CLARKE et al. Global mitochondrial DNA phylogeography and population structure of the silky shark, *Carcharhinus falciformis*. **Marine Biology**, v. 162, n. 5, p. 945–955, 2015.

COCCARO, D. N. B. Estudo da determinação de elementos-traço em eiquens para a monitoração ambiental. 2001.122 f. Dissertação (Mestrado em Ciências) – Instituto de Pesquisas Energéticas e Nucleares. Autarquia associada à Universidade de São Paulo, São Paulo, 2001.

CONAMA – **Conselho Nacional do Meio Ambiente**. RESOLUÇÃO CONAMA nº 7, de 23 de julho de 1996. Publicada no DOU no 165, de 26 de agosto de 1996, Seção 1, páginas 16386–16390. 1996.

Conservação Internacional. Grandes Regiões Naturais. As últimas áreas silvestres da Terra. p. 48, 2003. Disponível em: <http://www.conservation.org/global/brasil/publicacoes/Documents/capa_grandes_regioes.pdf>. Acesso em 01 julho 2015.

COSTA, L. P. The historical bridge between the Amazon and the Atlantic Forest of Brazil: a study of molecular phylogeography with small mammals. **Journal of Biogeography**, v. 30, p. 71–86, 2003.

CRESPO, A. et al. Phylogenetic generic classification of parmelioid lichens (Parmeliaceae, Ascomycota) based on molecular, morphological and chemical evidence. **Taxon**, v. 59, n. 6, p. 1735–1753, 2010.

CRESPO, A. et al. Testing morphology-based hypotheses of phylogenetic relationships Parmeliaceae (Ascomycota) using three ribosomal markers and the nuclear RPB1 gene. **Mol. Phylogenet. Evol.**, v. 44, n. 2, p. 812–824, 2007.

CZARNOTA, P.; GUZOW–KRZEMINSKA, B. ITS rDNA data confirm a delimitation of *Bacidinaarnoldiana* and *B. sulphurella* and support a description of a new species within the genus *Bacidina*. **Lichenologist (Lond.)**, v. 44, n. 6, p. 743–755, 2012.

DAL FORNO, M. **A família Graphidaceae (Ascomycota Liquenizados) em Restinga em Pontal do Sul, Pontal do Paraná, Paraná**. 2009. 158 f. Dissertação (Mestrado em Botânica) – Universidade Federal do Paraná, Paraná, 158 p., 2009.

DAL–FORNO, M.; ELIASARO, S. Four new species of *Graphis* (*Ostropales: Graphidaceae*) from Brazil. **The Lichenologist**, v. 42, n. 1, p. 77–81, 2010. Doi:10.1017/S002428290999034X.

DANTAS, J. O. **Existe um Efeito de Borda na Caatinga? Evidência de Comunidades de Líquens Em Poço Verde, Sergipe**. 2016. 105 f. Dissertação (Mestrado em Ecologia e Conservação) – Universidade Federal de Sergipe, São Cristóvão, 105 p., 2016.

DEL PRADO, R. et al. Molecular data place Trypetheliaceae in Dothideomycetes. **Mycol. Res.**, v. 110, n. 5, p. 511–520, 2006.

DIEDERICH, P. et al. *Briancoppinsia*, a new coelomycetous genus of Arthoniaceae (Arthoniales) for the lichenicolous *Phoma cytospora*, with a key to this and similar taxa. **Fungal Diversity**, v. 52, n. 1, p. 1–12, 2011.

DIVAKAR, P. K. et al. A molecular perspective on generic concepts in the *Hypotrachyna* clade (Parmeliaceae, Ascomycota). **Phytotaxa**, v. 132, n. 1, p. 21–38, 2013.

DIVAKAR, P. K. et al. Phylogenetic significance of morphological characters in the tropical *Hypotrachyna* clade of parmelioid lichens (Parmeliaceae, Ascomycota). **Molecular Phylogenetics and Evolution**, v. 40, p. 448–458, 2006.

- DIVAKAR, P. K. et al. *Remototrachyna*, a newly recognized tropical lineage of lichens in the *Hypotrachyna* clade (Parmeliaceae, Ascomycota), originated in the Indian subcontinent. **Am. J. Bot.** v. 97, n. 4, p. 579–590, 2010.
- DOS SANTOS, V. M.; LÜCKING, R.; CACERES, M. E. S. Líquens foliícolas (Ascomycota) em Brejos de Altitude: novos registros para o Nordeste e para o Brasil. **Iheringia: Série Botânica**, v. 71, p. 368–376, 2016.
- DUARTE, L. D. S.; PRIETO, P. V.; PILLAR, V. D. Assessing spatial and environmental drivers of phylogenetic structure in Brazilian Araucaria forests. **Ecography**, v. 35, p. 952–960, 2012.
- EKMAN, S. Molecular phylogeny of the *Bacidiaceae* (Lecanorales, lichenized Ascomycota). **Mycol. Res.**, v. 105, n. 7, p. 783–797, 2001.
- EKMAN, S.; ANDERSEN, H. L.; WEDIN, M. The limitations of ancestral state reconstruction and the evolution of the ascus in the Lecanorales (lichenized Ascomycota). **Syst. Biol.**, v. 57, n. 1, p. 141–156, 2008.
- EKMAN, S.; TONSBORG, T. Most species of *Lepraria* and *Leproloma* form a monophyletic group closely related to *Stereocaulon*. **Mycol. Res.**, v. 106, n. 11, p. 1262–1276, 2002.
- ELIX, J. A. *Cryptothecia*. **Flora of Australia**, v. 57, 2009.
- ERIKSSON, O. E. Outline of Ascomycota. **Myconet**, v. 12, p. 1–82, 2006.
- ERIKSSON, O. E.; HAWKSWORTH, D. L. **Outline of the Ascomycetes–1998**. Systema Ascomycetum 16: 83–296, 1998.
- ERTZ, D. et al. A large-scale phylogenetic revision of Roccellaceae (Arthoniales) reveals eight new genera. **Fungal Diversity**, v. 70, n. 1, p.31–53, 2015.
- ERTZ, D. et al. Towards a new classification of the Arthoniales (Ascomycota) based on a three-gene phylogeny focussing on the genus *Opegrapha*. **Mycological research**, v. 113, p. 141 – 152, 2009.
- ERTZ, D.; DIEDERICH, P. Dismantling Melaspileaceae: a first phylogenetic study of *Buelliella*, *Hemigrapha*, *Karschia*, *Labrocarpon* and *Melaspilea*. **Fungal Diversity**, v. 71, n. 1, p. 141–164, 2015.
- ERTZ, D.; ELIX, J.; GRUBE, M. *Arthonia borbonica* (Ascomycota, Arthoniales), a new species from La Réunion. **Plant Ecology and Evolution**, v.143, n. 2, p. 222–224, 2010. DdoiOI:10.5091/plecevo.2010.427
- ERTZ, D.; TEHLER, A. The phylogeny of Arthoniales (Pezizomycotina) inferred from nuLSU and RPB2 sequences. **Fungal Diversity**, v. 49, n. 1, p. 47–71, 2011.
- ESCOBAR, I. H. C. **Recuperação so Solo em Cronosequência de Revegetação de Dunas Litorâneas Mineradas no Nordeste do Brasil**.2013. 77 f. Tese (Doutorado em Biologia de Fungos) – Universidade Federal de Pernambuco, Recife, 77 p., 2013.
- ESPITIA, A. J. R. **Composición de la flora de líquenes corticícolas en el Caribe colombiano**. 2011. 196 f. Dissertação (Mestrado em Ciência Biológicas) – Universidad Nacional de Colombia Facultad de Ciencias, Colombia, 196 p., 2011.
- ESSLINGER, T. L. **A Cumulative Checklist for the Lichen-forming, Lichenicolous and Allied Fungi of the Continental United States and Canada**. 1995. Disponível em: <<https://www.ndsu.edu/pubweb/~esslinge/chcklst/Archive/chcklst7-9.htm#H>>. Acesso em 27 fev. 2017.

- ESSLINGER, T. L.; MORSE, C. A.; LEAVITT, S. D. A new North American species of *Hyperphyscia* (Physciaceae). **The Bryologist**, v. 115, n. 1, p. 31–41, 2012.
- FAITH, D. P. Conservation evaluation and phylogenetic diversity. **Biological Conservation**, v. 61, p. 1–10, 1992.
- FAITH, D. P.; BAKER, A.M. Phylogenetic diversity (PD) and biodiversity conservation: some bioinformatics challenges. **Evolutionary Bioinformatics Online**, v. 2, p.: 121–128, 2006.
- FERRARO, L. I., LÜCKING, R., APTROOT, A., CÁCERES, M.E.S. New Graphidaceae from northern Argentina. **Phytotaxa**, v. 189, n. 1, p. 137–146, 2014. DOI: <http://dx.doi.org/10.11646/phytotaxa.189.1.9>.
- FEUERSTEIN et al., 2014. Three new *Diorygma* (Graphidaceae) species from Brazil, with a revised world key. **The Lichenologist**, v. 46, n. 6, p. 753–761, 2014.
- FIGUEIREDO, M. A. *Vegetação*. In: Atlas do Ceará (ed.), SUDEC, Fortaleza, p. 24–25, 1986.
- FLEIG et al. **Liquens da Floresta com Araucária no Rio Grande do Sul**. EdIPUCRS. 2008.
- FRISCH, A. et al. The Arthonialean challenge: Restructuring Arthoniaceae. **Taxon**, v. 63, n. 4, p. 727–744, 2014.
- FRISCH, A., THOR, G., SHEIL, D. Four new Arthoniomycetes from Bwindi Impenetrable National Park, Uganda – supported by molecular data. **Nova Hedwigia**, v. 98, n.3–4, p. 295–312, 2014.
- FRISCH, A.; OHMURA, Y. *Chapsa leprieurii*, *Ocellularia cavata* and *O. pyrenuloides* (Graphidaceae, Lichenized Ascomycota) New to Japan. **Bull. Natl. Mus. Nat. Sci., Ser. B**, v. 38, n. 3, p. 87–92, 2012.
- FRISCH, A.; KALB, K.; GRUBE, M. Molecular phylogeny of the Thelotremataceae: Contributions towards a new systematics of the lichen family Thelotremataceae. **Bibl. Lichenol.**, v. 92, p. 517–539, 2006.
- GAYA, E. et al. Implementing a cumulative supermatriX approach for a comprehensive phylogenetic study of the Teloschistales Pezizomycotina, Ascomycota). **Mol. Phylogenet. Evol.**, v. 63, n. 2, p. 374–387, 2012.
- GEISER, D. et al. Eurotiomycetes: Eurotiomycetidae and Chaetothyriomycetidae. **Mycologia**, v. 98, n. 6, p. 1053–1064, 2006.
- GOWARD, T.; MCCUNE, B.; MEIDINGER, D. **The lichens of British Columbia. Illustrated keys**. Part 1 – Foliose and squamulose species. British Columbia. Ministry of Forests. 1994.
- GRUBE, M. Classification and phylogeny in the Arthoniales (lichenized Ascomycetes). **Bryologist**, v. 101, p. 377–391, 1998.
- GRUBE, M.; BALOCH, E.; LUMBSCH, H.T. The phylogeny of Porinaceae (Ostropomycetidae) suggests a neotenic origin of perithecia in Lecanoromycetes. **Mycol. Res.**, v. 108, n. 10, p. 1111–1118, 2004.
- GRUBE, M.; GIRALT, M. Studies on some species of *Arthothelium* occurring in the Western Mediterranean. **Lichenologist**, v. 28, n.1, p. 15–36, 1996.
- GUEIDAN et al. A reappraisal of orders and families within the subclass Chaetothyriomycetidae (Eurotiomycetes, Ascomycota). **Mycological Progress**, v. 13, p. 1027–1039, 2014.

- GUEIDAN, C. et al. A reappraisal of orders and families within the subclass Chaetothryomycetidae (Eurotiomycetes, Ascomycota). **Mycol. Prog.**, v. 13, p. 1027–1039, 2014.
- GUEIDAN, C. et al. A rock-inhabiting ancestor for mutualistic and pathogen-rich fungal lineages. **Stud. Mycol.**, v. 61, p. 111–119, 2008.
- GUEIDAN, C. et al. Molecular phylogeny of the tropical lichen family Pyrenulaceae: contribution from dried herbarium specimens and FTA card samples. **Mycological Progress**, v. 15, 2016. Doi:10.1007/s11557-015-1154-8
- GUTIÉRREZ et al. Patterns of Group I Intron Presence in Nuclear SSU rDNA of the Lichen Family Parmeliaceae. **Journal of Molecular Evolution**, v. 64, p. 181–195, 2008.
- HAFELLNER, J. A revision of *Maronella laricina* and *Piccolia ochrophora*. **Symb. Bot. Ups.**, v. 34, n. 1, p. 89–69, 2004.
- HAFELLNER, J. Über *Piccolia*, eine lichenisierte Pilzgattung der Tropen (Ascomycotina, Lecanorales). **Bibliotheca Lichenologica**, v. 58, p. 107–122, 1995.
- HAFFER, J. Speciation in Amazonian Forest Birds. Most species probably originated in forest refuges during dry climatic periods. **Science**, v.165, n. 3889, p. 131–137.
- HALE, M. A. **A Revision of the Lichen Family Thelotremataceae in Panama**. Smithsonian Contributions to Botany, v. 38, 1978.
- HALE, M. E. How to know the lichens. 2nd edition. Iowa, Smithsonian Institution, 1979.
- HALE, M. E. Lichen handbook. A guide to the lichens of Eastern North America. Washington, D.C., Smithsonian Institution. p. 207, 1961.
- HALLING, R. E.; OSMUNDSON, T. W.; NEVES, M. A. Pacific boletes: implications for biogeographic relationships. *Mycological Research* 112: 437–447, 2008.
- HARADA, H. & YAMAMOTO, Y. *Mazaediothecium mohamedii* (lichenized Ascomycota, Pyrenulaceae), a new pyrenocarpous lichen from peninsular Malaysia. **Lichenology** v. 6, p. 135–137, 2007.
- HAWKSWORTH D. L, KALIN-ARROYO, M. T. **Magnitude and Distribution of Biodiversity**. In: Heywood V. (ed.), Global biodiversity assessment. Cambridge, UK: Cambridge University Press, p. 107–191, 1995.
- HAWKSWORTH, D. L. The magnitude of fungal diversity: the 1±5 million species estimate revisited. **Mycol. Res.**, v. 105, n. 12, p. 1422–1432, 2001.
- HAWKSWORTH, D. L., ITURRIAGA, T., CRESPO, A. Líquenes como bioindicadores inmediatos de contaminación y cambios medio-ambientales en los trópicos. **Rev Iberoam Micol**, v. 22, p. 71–82, 2005.
- HELMS, G.; FRIEDL, T.; RAMBOLD, G. Phylogenetic relationships of the Physciaceae inferred from rDNA sequence data and selected phenotypic characters. **Mycologia**, v. 95, n. 6, p. 1078–1099, 2003.
- HIBBETT et al. A higher-level phylogenetic classification of the Fungi. **Mycological Research**, v. 111, p. 509–547, 2007.
- HICKERSON et al. Phylogeography's past, present, and future: 10 years after Avise, 2000. **Molecular Phylogenetics and Evolution**, v. 54, p. 291–301, 2010.

- HOFSTETTER, V. et al. Phylogenetic comparison of protein-coding versus ribosomal RNA-coding sequence data: A case study of the Lecanoromycetes (Ascomycota). **Molecular Phylogenetics and Evolution**, v. 44, p. 412–426, 2007.
- HOGNABBA, F. Implementing a cumulative supermatrix approach for a comprehensive phylogenetic study of the Teloschistales (Pezizomycotina, Ascomycota). **Mol. Phylogenet. Evol.**, v. 63 (2), 374–387, 2012.
- HONEGGER, R. **Great Discoveries in Bryology and Lichenology Simon Schwendener (1829–1919) and the Dual Hypothesis of Lichens**. *The Bryologist*, v. 103, n. 2, p. 307–313, 2000.
- HYDE et al. Families of Dothideomycetes. **Fungal Diversity**, v. 63, p. 1–313, 2013.
- IBAMA. Decreto, s/n, de 13 de dezembro de 2002. Dispõe sobre a criação do Parque Nacional do Catimbau, nos Municípios de Ibimirim, Tupanatinga e Buíque, no Estado de Pernambuco, e dá outras providências. Brasília, 2002.
- IBGE, 2004. **Mapa da vegetação do Brasil**. Disponível on-line: http://www.ibge.gov.br/home/presidencia/noticias/noticia_visualiza.php?id_noticia=169
- IBGE, 2010. **Censo 2010**. Disponível on-line: <http://censo2010.ibge.gov.br/>
- Instituto Brasileiro de Florestas. Bioma Amazônico. Disponível em: <<http://www.ibflorestas.org.br/bioma-amazonico.html>>. Acesso em: 01 julho 2015.
- JAGADEESH RAM, T. A. M.; APTROOT, A; SINHA, G. P.; SINGH, K. P. A new isidiate *Megalaria* species and new records of lichenized, lichenicolous and non-lichenized ascomycetes from India. **NovaHedwigia**, v. 85, n. 1—2, p. 139–144, 2007.
- JAKLITSCH, W. M. et al. Ascomycota. In: Frey, W. (ed.) **Syllabus of Plant Families – Adolf Engler’s Syllabus der Pflanzenfamilien**. Borntraeger, Stuttgart, 288 pp, 2016.
- JAMES, T. Y. et al. Reconstructing the early evolution of Fungi using a six-gene phylogeny. **Nature**, v. 443, n. 7113, p. 818–822, 2006.
- JAYALAL, U. et al. Notes on the lichen genus *Leptogium* (Collembataceae, Ascomycota) in South Korea. *Mycobiology*, v.42, n. 2, p. 120–131, 2014.
- KÄFFER, M. I.; CÁRCERES, M. E. S.; VARGAS, V. M. F.; MARTINS, S. M. A. Novas ocorrências de líquens corticícolos crostosos para a região sul do Brasil. **Acta bot. bras.**, v. 24, n. 4, p. 948–951, 2010.
- KALB, K. et al. The phylogenetic position of *Malmidea*, a new genus for the *Lecidea piperis*- and *Lecanora granifera*-groups (Lecanorales, Malmideaceae), inferred from nuclear and mitochondrial ribosomal DNA sequences, with special reference to Thai species. **Bibliotheca Lichenologica**, v. 106, p. 143–168, 2011.
- KALB, K. New taxa and new records of thelotremoid Graphidaceae. **Herzogia**, v. 22, p. 17–42, 2009.
- KALB, K.; STAIGER, B; ELIX, J. A. A monograph of the lichen genus *Diorygma* – a first attempt. **Symb. Bot. Ups.**, v. 34, n. 1, 133–181, 2004.
- KANTVILAS, G.; LUMBSCH, T. H. Reappraisal of the genera of Megalosporaceae (Teloschistales, Ascomycota). **Australian Systematic Botany**, v. 25, n. 3, p. 210–216, 2012. Doi: <http://dx.doi.org/10.1071/SB11040>.
- KAPPEN, L. Some aspects of the great success of lichens in Antarctica. **Antarctic Science**, v. 72, n. 3, p. 314–324, 2000.

KAUFF, F.; LUTZONI, F. Phylogeny of the Gyalectales and Ostropales (Ascomycota, Fungi): among and within order relationships based on nuclear ribosomal RNA small and large subunits. **Molecular Phylogenetics and Evolution**, v. 25, p. 138–156, 2002.

KAWASAKI, E. et al. The documentation method using lichens growing on stoneworks in order to protect cultural heritage stone monuments – the case of Angkor monuments of Cambodia. **Lichenology**, v. 11, p. 39–52, 2013.

KELLY, L. J. et al. DNA barcoding of lichenized fungi demonstrates high identification success in a floristic context. **New Phytol.**, v. 191, n. 1, p. 288–300, 2011.

KIRK et al. (Eds.). Dictionary of fungi. 10 Edition. The Netherlands. CBS. 2008.

KOCH, N. M. **Dinâmica da sucessão liquênica: padrões estruturais e funcionais como indicadores de regeneração florestal**. 2012. 86 f. Dissertação (Mestrado em Ecologia) – Instituto de Biociências, Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Rio Grande do Sul, 86 p., 2012.

KONDRATYUK, S. Y. *Kashiwadia* gen. nov. (Physciaceae, lichen-forming Ascomycota), proved by phylogenetic analysis of the Eastern Asian Physciaceae. **Acta Bot Hung**, v. 56, n. 3–4, p. 369–378, 2014.

KRAICHAK et al. A Tale of Two Hyper-diversities: Diversification dynamics of the two largest families of lichenized fungi. **Scientific Reports**, v. 5:10028. 2015. DOI: 10.1038/srep10028.

KRAICHAK, E. et al. Hidden diversity in the morphologically variable script lichen (*Graphis scripta*) complex (Ascomycota, Ostropales, Graphidaceae). **Organisms Diversity & Evolution**, v.15, n. 3, p. 447–458, 2015. DOI: 10.1007/s13127-015-0219-5.

KRAICHAK, E. et al. Revisiting the phylogeny of Ocellularieae, the second largest tribe within Graphidaceae (lichenized Ascomycota: Ostropales). **Phytotaxa**, v. 189, n. 1, p. 52–81, 2014.

KUKWA, M., SCHIEFELBEIN, U., FLAKUS, A. A contribution to the lichen family Graphidaceae (Ostropales, Ascomycota) of Bolivia. **Herzogia**, v. 26, n. 2, p. 231–252, (2013) DOI: <http://dx.doi.org/10.13158/heia.26.2.2013.231>.

KULIKOVA et al. Geologic and Biogeochemical Role of Crustose Aquatic Lichens in Lake Baikal. **Geochemistry International**, v.49, n. 1, p. 66–75, 2011.

LEAVITT, S. D.; JOHNSON, L.; ST CLAIR, L. L. Species delimitation and evolution in morphologically and chemically diverse communities of the lichen-forming genus *Xanthoparmelia* (Parmeliaceae, Ascomycota) in western North America. **Am. J. Bot.**, v. 98, n. 2, p. 175–188, 2011.

LEITE, A. B. X. et al. Epiphytic microlichens as indicators of phytosociological differentiation between Caatinga and Brejos de Altitude. **Acta Botanica Brasilica**, v. 29, n. 4, p. 457–466. 2015. Doi: 10.1590/0102-33062015abb0116.

LEITE, A. B. X. **Influência de fatores ambientais na riqueza e composição de espécies de líquens corticícolos em área de brejo de altitude e caatinga**. 2013. 89 f. Dissertação (Mestrado em Ecologia e Conservação) – Universidade Federal de Sergipe, São Cristóvão, 89 p., 2013.

LENDEMER, J. C.; LUMBSCH, H. T. *Protoparmeliacapitata* sp. Nov., and *P. isidiata* Diederich, Aptroot & Serus., two species of *Protoparmelia* (Lecanorales, Ascomycota) from south-eastern North America. **Lichenologist (Lond.)**, v. 40, n. 4, p. 329–336, 2008.

- LEONARDO, L., MAZZILLI, B. P., DAMATTO, S. R., SAIKI, M., OLIVEIRA, S. M. B. Assessment of atmospheric pollution in the vicinity of a tin and lead industry using lichen species *Canoparmelia texana*. **J Environ Radioact**, v. 102, n. 10, p. 906-10, 2010. Doi: 10.1016/j.jenvrad.2010.04.002.
- LEWINSOHN, T. M.; PRADO, P. I. Quantas espécies há no Brasil? Megadiversidade 1: 36–42, 2005.
- LI WEI, X. et al. A taxonomic study of *Heterodermia* (Lecanorales, Ascomycota) in South Korea based on phenotypic and phylogenetic analysis. **Mycotaxon**, v. 105, p. 65–78, 2008.
- LIMA et al. Two new species of *Cryptothecia* from NE Brazil. **The Lichenologist**, v. 45, n. 3, p. 361–365, 2013a.
- LIMA et al. Two new species of *Pyrenula* with a red or orange thallus from Vale do Catimbau National Park, Pernambuco, Brazil. **The Lichenologist**, v. 45, n. 2, p. 199–202, 2013b.
- LIMA, E. L. **Riqueza e composição de líquens corticícolas crostosos em área de Caatinga no Estado de Pernambuco**. 2013. 109 f. Dissertação (Mestrado em Biologia de fungos)–, Universidade Federal de Pernambuco, Recife, 1009 p., 2013.
- LIU, Y. J.; WHELEN, S.; HALL, B. D. Phylogenetic relationships among Ascomycetes: evidence from an RNA Polymerase II Subunit. **Molecular Biology and Evolution**, v. 16, n. 12, p. 1799–1808, 1999.
- LOHTANDER, K. et al. The family Physciaceae in Fennoscandia: phylogeny inferred from ITS sequences. **Mycologia**, v. 92, n. 4, p. 728–735, 2000.
- LÜCKING et al. Phylogenetic structure of metacommunities in Mexican *Parmeliaceae* — presents the first lichen community phylogenetic analysis for Mexico based on the *Parmeliaceae*. In: **Lichens of Mexico The Parmeliaceae – Keys, distribution and specimen descriptions**. Ed.: Maria Herrera–Campos; Rosa Emilia Pérez–Pérez; Thomas H. Nash III. Bibliotheca Lichenologica, v. 110, p. 27–54, 2016. ISBN 978-3-443-58089-6.
- LÜCKING, R. A first attempt towards a world key to species of *Fissurina* sensu lato (lichenized Ascomycota: Graphidaceae), Version beta 1.0, p. 27, March 2015.
- LÜCKING, R. A key to species of the *Ocellulariapapillata*, *perforata* and *terebrata* morphodemes (Ascomycota: Graphidaceae). **Glalia**, v. 6, n. 3, p. 1–35, 2014.
- LÜCKING, R. et al. *Eremithallus costaricensis* (Ascomycota: Lichinomycetes: Eremothallales), a new fungal lineage with a novel lichen symbiotic lifestyle discovered in an urban relict forest in Costa Rica. **Symbiosis**, v. 46, n. 3, p. 161–170, 2008b.
- LÜCKING, R. et al. One hundred and seventy–five new species of Graphidaceae: closing the gap or a drop in the bucket? **Phytotaxa**, v. 189, n. 1, p. 007–038, 2014.
- LUCKING, R. et al. Phylogenetic patterns of morphochemical characters and reproductive mode in the *Heterodermia obscurata* group in Costa Rica (Ascomycota, Physciaceae). **Systematics and Biodiversity**, v. 6, n. 1, p. 31–41, 2008a.
- LÜCKING, R. et al. Phylogenetic relationships of Gomphillaceae and Asterothyriaceae fungal lineage with a novel lichen symbiotic lifestyle discovered in an urban relict forest in Costa Rica. **Symbiosis**, v. 46, n. 3, p. 161–170, 2008.
- LÜCKING, R. Takhtajan's floristic regions and foliicolous lichen biogeography: a compatibility analysis. **The Lichenologist**, v.35, p. 33–54, 2003.

- LÜCKING, R. Thelotremoid Graphidaceae from the NYBG herbarium: New species, range extensions, and a forgotten lichen. **Opuscula Philolichenum**, v. 14, p. 1–57, 2015.
- LÜCKING, R. Working Key to Corticolous Species of Porina. 2017. Como faço essa citação?
- LÜCKING, R., JOHNSTON, M.K., APTROOT, A. et al. One hundred and seventy–five new species of Graphidaceae: closing the gap or a drop in the bucket? **Phytotaxa**, v.189 n. 1, p. 007–038, 2014. <http://dx.doi.org/10.11646/phytotaXa.189.1.4>.
- LUCKING, R., STUART, B. L.; LUMBSCH, H. T. 2004. Phylogenetic relationships of Gomphillaceae and Asterothyriaceae: evidence from a combined Bayesian analysis of nuclear and mitochondrial sequences. **Mycologia**, v. 96, n. 2, p. 283–294, 2013.
- LÜCKING, R.; ARCHER, A.W.; APTROOT, A. A world–wide key to the genus *Graphis* (Ostropales: Graphidaceae). **The Lichenologist**, v. 41, n. 4/5, p. 1–90, 2009.
- LUCKING, R.; HODKINSON, B. P; LEAVITT, S. The 2016 classification of lichenized fungi in the Ascomycota and Basidiomycota – Approaching one thousand genera. **The Bryologist**, v. 119, n. 4, p. 361–416, 2017.
- LÜCKING, R.; LUMBSCH, H. T. Lichens: fungal farmers. **FUNGI**, v. 7, p. 2–3, 2014.
- LUMBSCH et al. Accelerated evolutionary rates in tropical and oceanic parmelioid lichens (Ascomycota). **BMC Evolutionary Biology**, v. 8, p. 257, 2008. DOI: 10.1186/1471–2148–8–257.
- LUMBSCH et al. Phylogeography and Biogeography of Fungi. **Mycological Research**, v.112, p. 423–424, 2008.
- LUMBSCH et al. Supraordinal phylogenetic relationships of Lecanoromycetes based on a Bayesian analysis of combined nuclear and mitochondrial sequences. **Mol. Phylogenet. Evol.**, v. 31, n. 3, p. 822–832, 2004.
- LUMBSCH, H. T. & LINDEMUTH, R. Major lineages of *Dothideomycetes* (Ascomycota) inferred from SSU and LSU rDNA sequences. **Mycol. Res.** V. 105, n. 8, p. 901–908. 2001.
- LUMBSCH, H. T. et al. A survey of thelotremoid lichens (Ascomycota: *Ostropales*) in subantarctic regions excluding Tasmania. **The Lichenologist**, v. 42, n. 2, p. 203–224, 2010.
- LUMBSCH, H. T. et al. High frequency of character transformations is phylogenetically structured within the lichenized fungal family Graphidaceae (Ascomycota: Ostropales). **Systematics and Biodiversity**, v. 12, n. 3, p. 271–291, 2014.
- LUMBSCH, H. T. et al. New higher taxa in the lichen family Graphidaceae (lichenized Ascomycota: Ostropales) based on a three–gene skeleton phylogeny. **Phytotaxa**, v. 189, n. 1, p. 039–051, 2014. <http://dx.doi.org/10.11646/phytotaXa.189.1.5>.
- LUMBSCH, H. T. et al. Phylogenetic position of the genera *Nadvornikia* and *Pyrgillus* (Ascomycota) based on molecular data. – **Acta Univ. Ups. Symb. Bot. Ups.**, v. 34, n. 1, p. 9–17, 2004.
- LUMBSCH, H. T., LEAVITT, S. D. Goodbye morphology? A paradigm shift in the delimitation of species in lichenized fungi. **Fungal Diversity**, v. 50, n. 1, p. 59–72, 2011.
- LUMBSCH, H. T.; HUHDORF, S. M. Life and Earth Sciences. Myconet Volume 14 Part One. Outline of Ascomycota—2009 Part Two. **Notes on Ascomycete Systematics**, p. Nos. 4751–5113, 2010.

- LUMBSCH, T.; NELSEN, M.; LUECKING, R. The phylogenetic position of Haematommataceae (Lecanorales, Ascomycota), with notes on secondary chemistry and species delimitation. **Nova Hedwigia**, v. 86, n. 1–2, p. 105–114, 2008.
- LUMBSCH, T.; PARNMEN, S.; PAPONG, K. Two new species of *Lecanora* sensu stricto (Lecanoraceae, Ascomycota) from east Africa. **MycoKeys** v. 3, p. 37–47, 2012.
- LUTZONI, F. et al. Assembling the Fungal Tree of Life. Assembling the fungal tree of life: progress, classification, and evolution of subcellular traits. **Am. J. Bot.**, v. 91, n. 10, p. 1446–1480, 2004.
- LUTZONI, F.; PAGEL, M.; REEB, V. Major fungal lineages are derived from lichen symbiotic ancestors. **Nature**, v. 411, n. 6840, p. 937–940, 2001.
- MADIGAN, M.T.; MARTINKO, J.M.; PARKER, J. **Brock Biología de los microorganismos**. Southern Illinois University Carbondale, Pearson, p. 1089, 2004.
- MAGAIN, N.; SERUSIAUX, E. Do photobiont switch and cephalodia emancipation act as evolutionary drivers in the lichen symbiosis? A case study in the *Pannariaceae*(Peltigerales). **PLoS ONE**, v. 9, n. 2, E89876, 2014.
- MANGOLD, A. et al. Molecular phylogeny suggests synonymy of Thelotremaaceae within Graphidaceae (Ascomycota: Ostropales). **Taxon**, v. 57, n. 2, p. 476–486, 2008.
- MANGOLD, A.; Elix, J. A.; Lumbsch, H. T. *Melanotrema*. **Flora of Australia**, v. 57, 2009.
- MARCELLI, M. P. Estudo da diversidade de espécies de fungos liquenizados do Estado de São Paulo. Versão Preliminar. Instituto de Botânica – **Seção de Micologia e Liquenologia**, p. 27, 1997.
- MARTINS, F. M.; DOMINGUES, M. V. Filogeografia. **Revista da Biologia Volume Especial Biogeografia**, p. 26–30, 2011.
- MATOS, F. A. R. et al. Effects of landscape configuration and composition on phylogenetic diversity of trees in a highly fragmented tropical forest. **Journal of Ecology**, v. 105, p. 265–276, 2017.
- MCCARTHY, P. M. *Porina*. **Flora of Australia**, v. 58A, 2001.
- MCDONALD, T. R.; GAYA, E.; LUTZONI, F. Twenty–five cultures of lichenizing fungi available for experimental studies on symbiotic systems. **Symbiosis**, v. 59, n. 3, p. 165–171, 2013. Doi:10.1007/s13199–013–0228–0
- MCNEILL, J. et al. **International Code of Nomenclature for algae, fungi, and plants (Melbourne Code)**. Melbourne: Koeltz Scientific Books, 2012. Disponível em: <http://www.iapttaXon.org/nomen/main.php> Acesso em: 24 abr 2017.
- MÉIO et al. Influência da flora das florestas Amazônica e Atlântica na vegetação do cerrado *sensu stricto*. **Revista Brasil. Bot.**, v. 26, n. 4, p. 437–444, out.–dez. 2003.
- MEIRELES et al. Integração dos indicadores geoambientais de flutuações do nível relativo do mar e de mudanças climáticas no litoral cearense. Mercator – **Revista de Geografia da UFC**, v. 8, p. 109–134, 2005.
- MENDONÇA, C. O. **Influência de diferentes estágios sucessionais na composição e riqueza de líquens na Caatinga**. 2014. 106 f. Dissertação (Mestrado em Ecologia e Conservação) – Universidade Federal de Sergipe, São Cristovão, 106 p., 2014.

- MENEZES, A. A. 2013. **Resposta da comunidade de microlíquens corticícolas a fatores ambientais em duas fitofisionomias**. 2013. 111 f. Dissertação (Mestrado em Ecologia e Conservação) – Universidade Federal de Sergipe, São Cristóvão, 11 p., 2013.
- MENEZES, A. A.; XAVIER LEITE, A. B.; OTSUKA, A. Y.; JESUS; CÁCERES, M. S. C. Novas ocorrências de líquens corticícolas crostosos e microfoliosos em vegetação de Caatinga no semi-árido de Alagoas. **Acta Botanica Brasilica**. v. 25, n. 4, p. 885–889. 2011.
- MERCADO-DÍAZ, J. A. Preliminary checklist of lichens and lichenicolous fungi of Puerto Rico. **International Institute of Tropical Forestry**, p. 55, 2009.
- MIADLIKOWSKA, J. et al. A multigene phylogenetic synthesis for the class Lecanoromycetes (Ascomycota): 1307 fungi representing 1139 infrageneric taxa, 317 genera and 66 families. **Mol. Phylogenet. Evol.**, v. 79, p. 132–168, 2014.
- MIADLIKOWSKA, J. et al. New insights into classification and evolution of the Lecanoromycetes (Pezizomycotina, Ascomycota) from phylogenetic analyses of three ribosomal RNA- and two protein-coding genes. **Mycologia**, v. 98, n. 6, p. 1088–1103, 2006.
- MIYAKI, C. Y. Filogeografia e a descrição da diversidade genética da fauna brasileira. **Megadiversidade**, v. 5, n. 1–2, p. 96–100, 2009.
- MMA – Ministério do Meio Ambiente. **Áreas prioritárias para conservação, uso sustentável e repartição de benefícios da biodiversidade brasileira: atualização – portaria MMA nº 9, de 23 de janeiro de 2007**. Secretaria de Biodiversidade e Florestas. Brasília. 301 p., 301, 2007.
- MMA – Ministério do Meio Ambiente. **Biodiversidade Brasileira: Avaliação e identificação de áreas e ações prioritárias para conservação, utilização sustentável e repartição dos benefícios da biodiversidade nos biomas brasileiros**. Brasília, Distrito Federal, 404 p., 2002.
- MMA – Ministério do Meio Ambiente. **Monitoramento do desmatamento nos biomas brasileiros por satélite**. Acordo de cooperação técnica MMA/IBAMA. Monitoramento do bioma Mata Atlântica. 2012. Disponível em: <http://www.brasil.gov.br/noticias/arquivos/2010/12/10/governo-brasileiro-divulga-dados-sobre-desmatamento-na-mata-atlantica-e-projeta-acoes-para-2011> Acesso: 30/10/ nov. 2012 as 12:50h.
- MMA – Ministério do Meio Ambiente. **Monitoramento do desmatamento nos biomas brasileiros por satélite acordo de cooperação técnica MMA/IBAMA**. Monitoramento do bioma Caatinga. Brasília, Distrito Federal., 46 p., 46, 2011a.
- MMA – Ministério do Meio Ambiente. **Plano de Manejo Reserva Biológica Serra Negra**. Instituto Chico Mendes (ICMBIO), V. 1 Volume I, 317 p., 317, 2011b. Disponível em: < <http://www.icmbio.gov.br/portal/unidadesdeconservacao/biomas-brasileiros/caatinga/unidades-de-conservacao-caatinga/2136>> acesso: 07/10/2016 as 15:48.
- MMA – Ministério do Meio Ambiente. Saito, C.H. (coordenador). **Educação Ambiental PROBIO**. Brasília: Departamento de Ecologia da Universidade de Brasília/MMA. (Inclui 90 lâminas de portfólio e um jogo educativo de tabuleiro). 136 p., 2006.
- MMA – Ministério do Meio Ambiente. **Plano de Manejo Reserva Biológica Guaribas**. Fase 2. Coordenação técnica Fernando Paiva Scardua. Brasília, Distrito Federal, p. 520 p., 2003.
- MOLINA, M. C. et al. Molecular phylogeny and status of *Diploicia* and *Diplotomma*, with observations on *Diploicia subcanescens* and *Diplotommarivas-martinezii*. **Lichenologist**, v. 34, n. 6, p. 509–519, 2002.

- MUGGIA, L. et al. Molecular data confirm the position of *Flakea papillata* in the Verrucariaceae. **Bryologist**, v. 112, n. 3, p. 538–543, 2009.
- MUGGIA, L.; GUEIDAN, C.; GRUBE, M. Phylogenetic placement of some morphologically unusual members of Verrucariales. **Mycologia**, v. 102, n. 4, p. 835–846, 2010.
- MYERS et al. Biodiversity hotspots for conservation priorities. **Nature**, v. 403, p. 853–858, 2000.
- MYLLYS, L. **Phylogenetic studies in Arthoniales (Euascomycetes) evidence from molecular and morphological data**. Department of Botany, University of Stockholm, p. 27, 1989.
- NASCIMENTO et al. Phylogeny of *Marmosops* and the occurrence of *Marmosops pinheiroi* (Pine, 1981) (Didelphimorphia, Didelphidae) in the Cerrado savanna of Maranhão, Brazil. **Genetics and Molecular Research**, v. 14, n. 1, p. 304–313, 2015.
- NASH, T. H. III. **Lichen Biology**. Cambridge, Cambridge University Press. p. 498, 2008.
- NELSEN, et al. A class-wide phylogenetic assessment of Dothideomycetes. **Studies in Mycology**, v. 64, p. 1–15, 2009a.
- NELSEN, M. P. et al. Dismantling *Herpothallon*: *Herpothallon antillarum* (Arthoniomycetes: Arthoniaceae) is a member of the genus *Diorygma* (Lecanoromycetes: Graphidaceae). **Bryologist**, v. 115, p. 313–321, 2012.
- NELSEN, M. P. et al. Elucidating phylogenetic relationships and genus-level classification within the fungal family Trypetheliaceae (Dothideomycetes: Ascomycota). **Taxon**, v. 63, n. 5, p. 974–992, 2014b.
- NELSEN, M. P. et al. Heiomasia, a new genus in the lichen-forming family Graphidaceae (Ascomycota: Lecanoromycetes: Ostropales). **Bryologist**, v. 113, p. 742–751, 2010.
- NELSEN, M. P. et al. Molecular phylogeny reveals the true colors of Myeloconidaceae (Ascomycota: Ostropales). **Aust. Syst. Bot.**, v. 27, p. 38–47, 2014a.
- NELSEN, M. P. et al. New insights into relationships of lichen-forming Dothideomycetes. **Fungal Diversity**, v. 51, n. 1, p. 155–162, 2011.
- NELSEN, M. P. et al. Unravelling the phylogenetic relationships of lichenised fungi in Dothideomyceta. **Studies in Mycology**, v. 64, p. 135–144, 2009b.
- NEUWIRTH, G. Further studies on lichens from Venezuela with new and interesting records. **Herzogia**, v. 21, p.: 147–156, 2008.
- NEUWIRTH, G. Revision of the lichen genus *Candelaria* (Ascomycota, Candelariales) in Upper Austria. **STAPFIA**, v. 101, p. 39–46, 2014.
- OBERMAYER, W.; BLAHA, J.; MAYRHOFER, H. *Buellia centralis* and chemotypes of *Dimelaena oreina* in Tibet and other central Asian regions. **Symb. Bot. Ups.**, v. 34, n. 1, p. 327–342, 2004.
- OH, S, –O. et al. A Note on the Lichen Genus *Ramalina* (Ramalinaceae, Ascomycota) in the Hengduan Mountains in China. **Mycobiology**, v. 42, n. 3, p. 229–240, 2014.
- OLIVEIRA, J. P. F. **Liquens corticícolas crostosos (Lecanoraceae: Ascomycota) do Parque Nacional do Catimbau, Pernambuco**. Monografia. nro emde Ciências Biológicas, Universidade Federal de Pernambuco. 41 p.f, 2008.

- OLSEN'S, G. 1990. **Interpretation of the "Newick's 8:45" Tree Format Standard.** Disponível em: <http://evolution.genetics.washington.edu/phylip/newick_doc.html>. Acesso em: 10 junho 2015.
- OTÁLORA et al. Phylogeography and divergence date estimates of a lichen species complex with a disjunct distribution pattern. **American Journal of Botany**, v. 97, n. 2, p. 216–223, 2010.
- OTALORA, M. A. et al. Cardinal characters on a slippery slope – A re-evaluation of phylogeny, character evolution, and evolutionary rates in the jelly lichens (Collemaaceae s. str. **Mol. Phylogenet. Evol.**, v. 68, n. 2, p. 185–198, 2013.
- OTALORA, M. A. G. et al. Disentangling the Collema–Leptogium complex through a molecular phylogenetic study of the Collemaaceae Peltigerales, lichen-forming Ascomycota). **Mycologia**, v. 102, n. 2, p. 279–290, 2010.
- PAPONG, K. et al. Molecular phylogenetic studies on tropical species of *Lecanora* sensu stricto (Lecanoraceae, Ascomycota). **Nova Hedwigia**, v. 96, n. 1–2, p. 1–13, 2012.
- PAPONG, K.; KANTVILAS, G.; LUMBSCH, H. T. Morphological and molecular evidence places *Maronina* into synonymy with *Protoparmelia* (Ascomycota: Lecanorales) **The Lichenologist**, v. 43, n. 6, p. 561–567, 2011.
- PARDOW, A. Response of epiphytic crustose lichens to edge effects in a Tropical Forest fragment. Dissertação. Department of Ecology, University of Kaiserslautern, Germany. p. 77, 2007.
- PARNMEN, S., LUCKING, R.; LUMBSCH, H.T. Phylogenetic classification at generic level in the absence of distinct phylogenetic patterns of phenotypical variation: a case study in Graphidaceae (Ascomycota). **PLoS ONE**, v. 7, n. 12, 2012. E51392.
- PAZ et al. Transoceanic dispersal and subsequent diversification on separate continents shaped diversity of the *Xanthoparmelia pulla* group (Ascomycota). **PLoS ONE** 07(6): 1–12, 2012.
- PENNINGTON, R. T.; LEWIS, G. P.; RATTER, J. A. **An Overview of The Plant Diversity, Biogeography and Conservation of Neotropical Savanna and Seasonally Dry Forest.** In: Neotropical Savannas and Seasonally Dry Forests: Plant Diversity, Biogeography, and Conservation. The Systematics Association Special Volume Series, n. 69, 2006.
- PENNINGTON, R. T.; PRADO, D. E.; PENDRY, C.A. Neotropical seasonally dry forests and Quaternary vegetation changes. **Journal of Biogeography**, v. 27, p. 261–273, 2000.
- PEREIRA, E. C.; MARCELLI, M. P.; SILVA, N. H.; & SILVA, A. M. **Liquens.** p. 108–119, 2006. In: Porto, K.C.; Tabarelli, M. & Almeida-Cortez, J. (Org.). Diversidade biológica e conservação da Floresta Atlântica ao norte do rio São Francisco. Recife, Universitária, p. 108–119, 2006.
- PERNAMBUCO. Decreto Nº 37.823, de 30 de Janeiro de 2012. Cria o Parque Estadual Mata da Pimenteira, localizado no Município de Serra Talhada, neste Estado. Diário Oficial do Estado, Recife, 31 jan. 2012.
- PÔRTO, K. C.; CABRAL, J. J. P.; TABARELLI, M. **Brejos de altitude em Pernambuco e Paraíba: história natural, ecologia e conservação.** Brasília, Série Biodiversidade, v. 9, p. 324, 2004.
- POULSEN, R. S. Molecular and morphological studies on the subantarctic genus *Orceolina* (Agyriaceae). **Lichenologist (Lond.)**, v. 33, n. 4, p. 323–329, 2001.

- PRADO, D. E. **As Caatingas da América do Sul**. In: Ecologia e conservação da Caatinga / editores Inara R. Leal, Marcelo Tabarelli, José Maria Cardoso da Silva; prefácio de Marcos Luiz Barroso Barros. – Recife : Ed. Universitária da UFPE. p. 822, 2003.
- PRINTZEN, C.; LUMBSCH, H. T. Molecular evidence for the diversification of extant lichens in the late cretaceous and tertiary. **Mol. Phylogenet. Evol.**, v. 17, n. 3, p. 379–387, 2000.
- PURVIS, O. W. **Lichens**. London, The Natural History Museum. 2000.
- REEB, V.; LUTZONI, F.; ROUX, C. Contribution of RPB2 to multilocus phylogenetic studies of the Euascomycetes (Pezizomycotina, Fungi) with special emphasis on the lichen-forming Acarosporaceae and evolution of polyspory. **Mol. Phylogenet. Evol.**, v. 32, n. 3, p. 1036–1060, 2004.
- RIBEIRO et al. Phylogeography of the endangered rosewood *Dalbergia nigra* (Fabaceae): insights into the evolutionary history and conservation of the Brazilian Atlantic Forest. **Heredity**, v. 106, p. 46–57, 2011.
- RIVAS PLATA et al. A molecular phylogeny of Graphidaceae (Ascomycota, Lecanoromycetes, Ostropales) including 428 species. **MycKeys**, v.6, p. 55–94, 2013. DOI: 10.3897/mycokeys.6.3482
- RIVAS PLATA et al. A world-wide key to the thelotremoid Graphidaceae, excluding the *Ocellularia–Myriotrema–Stegobolus* clade. **The Lichenologist**, v. 42, n. 2, p. 139–185, 2010.
- RIVAS PLATA, E. et al. *Graphis* is two genera: A remarkable case of parallel evolution in lichenized Ascomycota. **Taxon**, v. 60, n. 1, p. 99–107, 2011.
- RIVAS PLATA, E.; KALB, K.; FRISCH, A. *Wirthiotrema*: a new genus for the *Thelotrema glaucopallens* group (Ascomycota: Ostropales: thelotremoid Graphidaceae). **The Lichenologist**, v. 42, n. 2, p. 197–202, 2010. Doi:10.1017/S0024282909990454.
- RIVAS PLATA, E.; LÜCKING, R.; LUMBSCH, H.T. A new classification for the family Graphidaceae (Ascomycota: Lecanoromycetes: Ostropales). **Fungal Diversity**, v. 52, p. 107–121, 2012.
- RIVAS PLATA, E.; LUMBSCH, H. T. Parallel evolution and phenotypic divergence in lichenized fungi: A case study in the lichen-forming fungal family Graphidaceae (Ascomycota: Lecanoromycetes: Ostropales). **Mol. Phylogenet. Evol.**, v. 61, n. 1, p. 45–63, 2011.
- RODAL, M. J. N.; BARBOSA, M. R. V.; THOMAS, W. W. Do the seasonal forests in northeastern Brazil represent a single floristic unit? **Brazilian Journal of Biology**, v. 68, n. 3, p. 467–475, 2008.
- RODRIGUES et al. Phylogenetic relationships of a new genus and species of microteiid lizard from the Atlantic forest of north-eastern Brazil (Squamata, Gymnophthalmidae). **Zoological Journal of the Linnean Society**, v. 144, p. 543–557, 2005.
- RODRIGUES, L. C. 2012. **A comunidade de microlíquens crostosos sofre alteração ao longo de gradientes ambientais na Caatinga**. Dissertação (Mestrado em Ecologia e Conservação), Universidade Federal de Sergipe, Sergipe. Dissertação. 82 p., 2012.
- SALISBURY, G. 1966. A monograph of the lichen genus *Thelocarpon* Nyl. **The Lichenologist**, v. 3, n. 2, p. 175–196, 1966.
- SAMPAIO, E. V. S. B. **Características e potencialidades**. In: Gariglio, M. A., Sampaio, E. V. S. B., Cestaro, L. A., Kageyama, P.Y. (eds.). *Uso Sustentável e Conservação dos Recursos Florestais da Caatinga*. Brasília, Serviço Florestal Brasileiro, p. 30–49, 2010. SANTOS et al.

Edge-related loss of tree phylogenetic diversity in the severely fragmented Brazilian Atlantic Forest. **PLoS ONE**, v. 5, n. 9: e12625. 2010. doi:10.1371/journal.pone.0012625.

SANTOS et al. Phylogenetic Impoverishment of Amazonian Tree Communities in an Experimentally Fragmented Forest Landscape. **PLoS ONE**, v. 9, n. 11: e113109. 2014. doi:10.1371/journal.pone.0113109.

SANTOS JÚNIOR, J. E.; SANTOS, F. R.; SILVEIRA, F. A. Hitting an Unintended Target: Phylogeography of *Bombus brasiliensis* Lepeletier, 1836 and the first new Brazilian bumblebee species in a century (Hymenoptera: Apidae). **PLoS ONE**, v. 10, n. 5: e0125847. 2015. DOI:10.1371/journal.pone.0125847.

SANTOS, J. M. G. **Diversidade de líquens em leguminosas da Reserva Biológica de Mogi-Guaçu, SP**. Tese (Doutorado em Ciências Biológicas)– Botucatu, SP., Universidade Estadual Paulista, Campus Botucatu, Instituto de Biociências, Botucatu, São Paulo. 134. p., 134, 2012.

SANTOS, S. A.; TABARELLI, M.; MELO, F. P. L. Phylogenetic Impoverishment of Amazonian Tree Communities in an Experimentally Fragmented Forest Landscape. **PLoS ONE**, v. 9, n. 11: e113109. doi:10.1371/journal.pone.0113109

SCHIEFELBEIN U., FLAKUS, A., SIPMAN, H. J. M., OSET, M., KUKWA, M. A contribution to the lichen family Graphidaceae (Ostropales, Ascomycota) of Bolivia. 2. **Polish Botanical Journal**, v. 59, n. 1, p. 85–96, 2014. DOI: <http://dx.doi.org/10.2478/pbj-2014-0017>.

SCHMITT, I. et al. New primers for promising single-copy genes in fungal phylogenetics and systematics. **Persoonia**, v. 23, p. 35–40, 2009.

SCHMITT, I., YAMAMOTO, Y.; LUMBSCH, T. Phylogeny of Pertusariales (Ascomycotina): Resurrection of Ochrolechiaceae and new circumscription of Megasporeaceae. **J. Hattori Bot. Lab.** v. 100, p. 753–764, 2006. In press.

SCHMITT, I.; LUMBSCH, H. T.; SOCHTING, U. Phylogeny of the lichen genus *Placopsis* and its allies based on Bayesian analyses of nuclear and mitochondrial sequences. **Mycologia**, v. 95, n. 5, p. 827–835, 2003.

SCHMITT, I.; MUELLER, G.; LUMBSCH, H. T. Ascoma morphology is homoplasious and phylogenetically misleading in some pyrenocarpous lichens. **Mycologia**, v. 97, n. 2, p. 362–374, 2005.

SCHNEIDER, A. A guide to the study of lichens. 2nd Edition. Boston. Knight and Millet. p. 286, 1904.

SCHNEIDER, C. J.; CUNNINGHAM, M.; MORITZ, C. Comparative phylogeography and the history of endemic vertebrates in the wet tropics rainforests of Australia. **Molecular Ecology** 7 (4): 487–498, 1998.

SCHOCH et al. A multigene phylogeny of the Dothideomycetes using four nuclear loci. **Mycologia**, v. 98, n. 6, p. 1041–1052, 2006.

SCHOCH, C. L. A class-wide phylogenetic assessment of Dothideomycetes. **Stud. Mycol.**, v. 64, p. 1–15S10, 2009.

SCHOCH, C. L. et al. Nuclear ribosomal internal transcribed spacer (ITS) region as a universal DNA barcode marker for Fungi. **PNAS**, v. 109 n. 16, p. 6241–6246, 2012. Doi: 10.1073/pnas.1117018109

SCHULTZ, M.; ARENDHOLZ, W. –R.; BUEDEL, B. Origin and evolution of the lichenized ascomycete order Lichinales: monophyly and systematic relationships inferred from ascus, fruiting body and SSU rDNA evolution. **Plant Biol.**, v. 3, p. 116–123, 2001.

SEMA – Secretaria de Meio Ambiente e Sustentabilidade Pernambuco. Parque Estadual Mata da Pimenteira: Plano de Manejo, Agência Estadual de Meio Ambiente. Coordenação: Bezerra, G. C., Lopes Filho, H. P. Recife: A Secretaria, p. 90, 2013.

SERUSIAUX, E. et al. *Lecania falcata*, a new species from Spain, the Canary Islands and the Azores, close to *Lecania chlorotiza*. **Lichenologist (Lond.)**, v. 44, n. 5, p. 577–590, 2012.

SERUSIAUX, E.; VAN DEN BOOM, P.; ERTZ, D. A two-gene phylogeny shows the lichen genus *Niebla* (Lecanorales) is endemic to the New World and does not occur in Macaronesia nor in the Mediterranean basin. **Fungal Biol**, v. 114, n. 7, p. 528–537, 2010.

SERVIÇO FLORESTAL BRASILEIRO. Florestas do Brasil em resumo. Dados de 2005–2010. Brasília: SFB, p. 152, 2010.

SILVA et al. (Eds.) **Biodiversidade da Caatinga: áreas e ações prioritárias para a conservação** – Brasília, DF: Ministério do Meio Ambiente: Universidade Federal de Pernambuco. p. 382, 2003.

SILVA et al. Networks of epiphytic orchids and host trees in Brazilian gallery forests. **Journal of Tropical Ecology**, v. 26, n. 02, p. 127–137, 2010.

SILVA, D. K. A. **Diversidade e Ecologia de Fungos Micorrízicos Arbusculares em Áreas de Dunas e Restingas Naturais e Revegetadas após Atividade de Mineração no Município de Mataraca, Paraíba**. 2013. 142 f. Tese (Doutorado em Biologia de Fungos) – Universidade Federal de Pernambuco, Recife, 142 p., 2013.

SILVA, I. A.; BATALHA, M. A. Co-occurrence of tree species at fine spatial scale in a woodland cerrado, southeastern Brazil. **Plant Ecology**, v. 200, p. 277–286, 2009b.

SILVA, I. A.; BATALHA, M. A. Phylogenetic overdispersion of plant species in southern Brazilian savannas. **Brazilian Journal of Biology**, v. 69, n. 3, p. 843–849, 2009a.

SILVA, S. M. Diagnóstico das Restingas no Brasil. 30 p., 1999. Disponível em: <http://www.brasil-rounds.gov.br/round7/arquivos_r7/SISMICA_R7/refere/Restingas.pdf>. Acesso: 24 abr 2017.

SIMON, D. et al. Divergent histories of rDNA group I introns in the lichen family Physciaceae. **J. Mol. Evol.**, v. 60, n. 4, p. 434–446, 2005.

SINGH, G. et al. Fungal–algal association patterns in lichen symbiosis linked to macroclimate. **New Phytologist**, 2016. Doi: 10.1111/nph.14366

SIPMAN, H. Artificial key to Marbach's tropical *Buellia* s.l. with short diagnoses. **BGBM**, p. 20, 2003.

SIPMAN, H. BGBM: lichen keys, CR SarcographaThecaria; provisional determination keys for the Graphidales of Costa Rica. Disponível em: <<http://www.bgbm.org/sipman/Zschackia/Diorygma/Thalloloma.htm#Thalloloma>>, Acesso: 23 de abr 2016.

SIPMAN, H. J. M., LÜCKING, R., APTROOT, A., CHAVES, J. L. & KALB, K. A first assessment of the Ticolichen biodiversity inventory in Costa Rica and adjacent areas: the thelotremoid Graphidaceae (Ascomycota: Ostropales). **Phytotaxa**, v. 55, n. 1, p. 1–214, 2012. DOI: <http://dx.doi.org/10.11646/phytotaxa.55.1.1>

SMITH, A. L. **Lichens**. Cambridge, Cambridge Botanical Handbooks. p. 495, 1921.

SOBRAL, F.L.; CIANCIARUSO, M.V. Estrutura filogenética e funcional de assembléias: (re)montando a ecologia de comunidades em diferentes escalas espaciais. **Bioscience Journal**, v. 28, n. 4, p. 617–631, 2012.

SØCHTING, U.; CASTELLO, M. The polar lichens *Caloplaca darbishirei* and *C. soropelta* highlight the direction of bipolar migration. **Polar Biology**, v. 35, p. 1143–1149, 2012. DOI 10.1007/s00300–012–1161–z

SOUZA et al. The role of arbuscular mycorrhizal fungi and cattle manure in the establishment of *Tocoyena selloana* Schum. in mined dune areas. **European Journal of Soil Biology**, v. 46, p. 237–242, 2010.

SPATAFORA, J. W. et al. A five–gene phylogeny of Pezizomycotina. *Mycologia*, v. 98, n. 6, p. 1018–1028, 2006.

SPIELMANN, A. A. **Fungos Liquezados (Liquens)**. Instituto de Botânica – IBt. São Paulo, 2006.

SPRIBILLE, T. Basidiomycete yeasts in the cortex of ascomycete macrolichens. **Science**, 10.1126/science.aaf8287, 2016.

STAIGER, B. Die Flechtenfamilie Graphidaceae. Studien in Richtung einer natürlicheren Gliederung. **Bibliotheca Lichenologica**, v. 8 n. 5, p. 1–526, 2002.

STAIGER, B.; KALB, K.; GRUBE, M. Phylogeny and phenotypic variation in the lichen family Graphidaceae (Ostropomycetidae, Ascomycota). **Mycol. Res.**, v. 110, n. 7, p. 765–772, 2006.

STENROOS, S. et al. Phylogeny of the genus *Cladonia* s.lat. (Cladoniaceae, Ascomycetes) inferred from molecular, morphological, and chemical data. **Cladistics**, v. 18, p. 237–278, 2002.

STONE, D.; RUCHTY, A. *Leptogium siskiyouensis*, a new epiphytic lichen species from the Pacific Northwest of the United States. **Botany and Plant Pathology**, v. 3, n. 2, p. 1–7, 2008. DOI: <http://dx.doi.org/10.2509/naf2008.003.002>

SULZBACHER, M. A. et al. Unexpected discovery of a novel basidiolichen in the threatened Caatinga biome of northeastern Brazil. **Bryologist**, v. 115, n. 4, p. 601–609, 2012.

TABARELLI, M.; SIQUEIRA–FILHO, J. A.; SANTOS, A. M. M. **A Floresta Atlântica ao Norte do Rio São Francisco**. In: Diversidade Biológica e Conservação da Floresta Atlântica ao Norte do Rio São Francisco. Kátia Cavalcanti Pôrto, Jardilene S. de Almeida–Cortez, Marcelo Tabarelli (Orgs.), Brasília, p. 363, 2005.

TEMINA, M., NEVO, E., WASSER, S. P. The lichen genus *Acarospora* in Israel and its vicinity. **Nova Hedwigia**, v. 80, p. 433–452, may 2005. DOI: 10.1127/0029–5035/2005/0080–0433.

The Newick tree format. Disponível em: <<http://evolution.genetics.washington.edu/phylip/newicktree.html>>. Acesso em: 10 junho 2015.

TIMDAL, E. Studies on *Phyllopsora* (Ramalinaceae) in Peru. **The Lichenologist**, v. 40, n. 4, p. 337–362, 2008.

VALARMATHI, R. et al. Characterization of a non–reducing polyketide synthase gene from lichen *Dirinaria appianata*. **Phytochemistry**, v. 70, n. 6, p. 721–729, 2009.

- VELOSO, H. P.; RANGEL FILHO, A. L. R.; LIMA, J. C. A. **Classificação da vegetação brasileira, adaptada a um sistema universal**. Rio de Janeiro, IBGE, Departamento de Recursos Naturais e Estudos Ambientais. p. 124, 1991.
- VILGALYS, R.; HESTER, M. Rapid genetic identification and mapping of enzymatically amplified ribosomal DNA from several *Cryptococcus* species. **Journal of Bacteriology**, v. 172, p. 4238–4246, 1990.
- WEBB et al. Phylogenies and Community Ecology. **Annual Review of Ecology Evolution and Systematics**, v. 33, p. 475–505, 2002.
- WEBB, C. O. Exploring the phylogenetic structure of ecological communities: an example for rain forest trees. **The American Naturalist**, v. 156, p. 145–155, 2000.
- WEBB, C. O.; ACKERLY, D. D.; KEMBEL, S. W. Phylocom: software for the analysis of phylogenetic community structure and trait evolution. **Bioinformatics Applications Note**, v. 24, p. 2098–2100, 2008.
- WEBSTER, J.; WEBER, R. W. S. **Introduction to Fungi**. 3rd edition. Cambridge, Cambridge University Press. p. 875, 2007.
- WEDIN, M. et al. Phylogenetic relationships of Lecanoromycetes (Ascomycota) as revealed by analyses of mtSSU and nLSU rDNA sequence data. **Mycol. Res.**, v. 109, n. 2, p. 159–172, 2005. DOI: 10.1017/S0953756204002102.
- WEDIN, M., BALOCH, E.; GRUBE, M. Parsimony analyses of mtSSU and nITS rDNA sequences reveal the natural relationships of the lichen families Physciaceae and Caliciaceae. **Taxon**, v. 51, n. 4, p. 655–660, 2002.
- WEERAKOON, G. et al. New molecular data on Pyrenulaceae from Sri Lanka reveal two well-supported groups within this family. **Lichenologist (Lond.)**, v. 44, n. 5, p. 639–647, 2012.
- WERTH, S. Biogeography and phylogeography of lichen fungi and their photobionts. In: Fontaneto, D. (ed.). *Biogeography of Microscopic Organisms*. 1st ed. Cambridge: Cambridge University Press, pp. 191–208, 2011. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1017/CBO9780511974878.011>>. Acesso em: 28 abril 2013.
- WESTBERG, M.; ARUP, U. *Candelaria pacificasp. Nov. and the identity of C. vulgaris*. In: Biomonitoring, ecology, and systematics of lichens. Recognizing the lichenological legacy of Thomas H. Nash III on his 65th birthday. **Bibliotheca Lichenologica**, v. 106, p. 353–364, 2011.
- WIDMER et al. European phylogeography of the epiphytic lichen fungus *Lobaria pulmonaria* and its green algal symbiont. **Molecular Ecology**, v. 21, p. 5827–5844, 2012.
- WIKLUND, E.; WEDIN, M. The phylogenetic relationships of the cyanobacterial lichens in the Lecanorales suborder Peltigerineae. **Cladistics**, v. 19, p. 419–431, 2003.
- WILK, K. *Icmadophila aversa* and *Piccolia conspersa*, two lichen species new to Bolivia. **Polish Botanical Journal**, v. 55, n. 1, p. 217–221, 2010.
- WILL–WOLF et al. **Lichenized Fungi**. In: Mueller. G.M., Bills, G.F., Foster, M.S. (eds.). *Biodiversity of Fungi. Inventory and Monitoring Methods*. Amsterdam, Elsevier, p. 173–195, 2004.
- WOLSELEY, P. A.; APTROOT, A. **The lichen genera *Cryptothecia* and *Stirtonia* in northern Thailand**. In: *Biodiversity and ecology of lichens – Liber Amicorum Harrie Sipman*. A. Aptroot, M.R.D. Seaward & L.B. Sparrius (eds): *Bibliotheca Lichenologica*, v. 99, p. 411–422. J. Cramer in der Gebrüder Borntraeger Verlagsbuchhandlung, Berlin & Stuttgart, 2009.

XAVIER-FILHO, L.; RIZZINI, C. T. **Manual de Liquenologia Brasileiro**. Recife, Universidade Federal de Pernambuco, 1976.

ZOLLER, S.; SCHEIDEGGER, C.; SPERISEN, C. PCR Primer for the amplification of mitochondrial small subunit ribosomal DNA of lichens-forming Ascomycetes. **Lichenologist**, v. 31, n. 5, p. 511–516, 1999.

APÊNDICE A — TÁXONS DE LIQUENS REGISTRADOS PARA O NORTE E NORDESTE DO BRASIL.

Tabela 1—Táxons registrados nas coletas de material liquênico no período de 2013 a 2014 em áreas de Mata Atlântica, Caatinga e Restinga. E lista de táxons recuperados durante levantamento de líquens registrados para o Norte e Nordeste do Brasil em todos os biomas, fitofisionomias e ecossistemas associados.

Família	Táxon	Amazônia	Caatinga	Carrasco	Cerradão	Brejo de Altitude	Mata Atlântica	Restinga	continua
Acarosporaceae	<i>Acarospora</i> sp.	0	0	0	0	0	1	0	
Arthoniaceae	<i>Arthonia accolens</i> Stirt.	1	0	0	0	0	0	0	
Arthoniaceae	<i>Arthonia aciniformis</i> Stirt.	1	0	0	0	0	1	0	
Arthoniaceae	<i>Arthonia</i> aff. <i>bessalis</i> Nyl.	0	0	0	0	0	0	1	
Arthoniaceae	<i>Arthonia</i> aff. <i>complanata</i> Fée	0	1	0	0	0	1	1	
Arthoniaceae	<i>Arthonia</i> aff. <i>interveniens</i> Nyl.	0	0	0	0	0	1	0	
Arthoniaceae	<i>Arthonia</i> aff. <i>leptosperma</i> (Müll. Arg.) R. Sant.	0	0	0	0	1	0	0	
Arthoniaceae	<i>Arthonia</i> aff. <i>polygramma</i> Nyl.	0	1	0	0	0	0	1	
Arthoniaceae	<i>Arthonia andamanica</i> (Makhija & Patw.) Cáceres & Lucking	0	0	0	0	0	1	0	
Arthoniaceae	<i>Arthonia antillarum</i> (Fée) Nyl.	1	1	0	0	1	1	0	
Arthoniaceae	<i>Arthonia bessalis</i> Nyl.	1	1	0	0	0	1	1	
Arthoniaceae	<i>Arthonia biseptata</i> Degel.	1	0	0	0	0	0	0	
Arthoniaceae	<i>Arthonia borbonica</i> Ertz, Elix & Grube	0	0	0	0	0	0	1	
Arthoniaceae	<i>Arthonia</i> cf. <i>antillarum</i>	1	0	0	0	0	0	0	
Arthoniaceae	<i>Arthonia</i> cf. <i>cinnabarina</i>	1	0	0	0	0	0	0	
Arthoniaceae	<i>Arthonia</i> cf. <i>epidendri</i> (Rehm) R. Sant.	1	0	0	0	0	0	0	
Arthoniaceae	<i>Arthonia</i> cf. <i>leptosperma</i> (Müll. Arg.) R. Sant.	1	0	0	0	0	0	0	
Arthoniaceae	<i>Arthonia</i> cf. <i>subvelata</i> Nyl.	0	1	0	0	0	0	0	
Arthoniaceae	<i>Arthonia cinnabarina</i> (DC.) Wallr.	1	1	0	0	0	1	0	
Arthoniaceae	<i>Arthonia circumalbicans</i> Nyl.	0	0	0	0	0	1	0	
Arthoniaceae	<i>Arthonia complanata</i> Fée	0	1	0	0	1	1	0	
Arthoniaceae	<i>Arthonia cryptotheciae</i> R. Sant.	1	0	0	0	0	0	0	
Arthoniaceae	<i>Arthonia cyanea</i> Müll. Arg.	1	0	0	0	0	0	0	
Arthoniaceae	<i>Arthonia epidendri</i> (Rehm) R. Sant.	1	0	0	0	0	0	0	
Arthoniaceae	<i>Arthonia fuscocorticata</i> sp. Nov.	1	0	0	0	0	0	0	
Arthoniaceae	<i>Arthonia infrarubrocincta</i> sp. Nov.	1	0	0	0	0	0	0	
Arthoniaceae	<i>Arthonia leptosperma</i> (Müll. Arg.) R. Sant.	1	0	0	0	0	1	0	
Arthoniaceae	<i>Arthonia meissneri</i> Müll. Arg.	0	1	0	0	0	0	0	

Família	Táxon	Amazônia	Caatinga	Carrasco	Cerradão	Brejo de Altitude	Mata Atlântica	Restinga	continuação
Arthoniaceae	<i>Arthonia mesenterica</i> sp. Nov.	1	0	0	0	0	0	0	
Arthoniaceae	<i>Arthonia microsperma</i> Nyl.	0	1	0	0	0	1	0	
Arthoniaceae	<i>Arthonia muscigena</i> Th. Fr.	1	0	0	0	0	0	0	
Arthoniaceae	<i>Arthonia orbygniae</i> Bat. & J.L. Bezerra	1	0	0	0	0	0	0	
Arthoniaceae	<i>Arthonia palmopruinosasp.</i> Nov.	1	0	0	0	0	0	0	
Arthoniaceae	<i>Arthonia palmulacea</i> (Müll. Arg.) R. Sant.	1	0	0	0	0	0	0	
Arthoniaceae	<i>Arthonia parantillarum</i> Aptroot	1	1	0	0	0	1	0	
Arthoniaceae	<i>Arthonia perpallens</i> Nyl.	0	1	0	0	0	0	0	
Arthoniaceae	<i>Arthonia pinastri</i> Anzi	0	0	0	0	0	1	0	
Arthoniaceae	<i>Arthonia platygraphidea</i> Nyl.	0	0	0	0	0	1	0	
Arthoniaceae	<i>Arthonia pyrrohuliza</i> Nyl.	1	0	0	0	0	0	0	
Arthoniaceae	<i>Arthonia redingeri</i> Grube	1	0	0	0	0	0	0	
Arthoniaceae	<i>Arthonia rubella</i> (Fée) Nyl.	0	1	0	0	0	0	0	
Arthoniaceae	<i>Arthonia rubrocincta</i> G. Merr. ex Grube & Lendemer	1	0	0	0	0	0	0	
Arthoniaceae	<i>Arthonia sarcographoides</i> sp. Nov.	1	0	0	0	0	0	0	
Arthoniaceae	<i>Arthonia</i> sp.	1	1	0	0	0	1	0	
Arthoniaceae	<i>Arthonia speciosa</i> (Müll. Arg.) Grube	1	0	0	0	0	0	0	
Arthoniaceae	<i>Arthonia tavaresii</i> Grube & Hafellner	0	1	0	0	0	0	0	
Arthoniaceae	<i>Arthonia trilocularis</i> Müll. Arg.	1	0	0	0	0	0	0	
Arthoniaceae	<i>Arthonia universitariae</i> sp. Nov.	1	0	0	0	0	0	0	
Arthoniaceae	<i>Arthothelium</i> aff. <i>spectabile</i> Flot. ex A. Massal.	0	1	0	0	0	1	0	
Arthoniaceae	<i>Arthothelium auratum</i> sp. Nov.	1	0	0	0	0	0	0	
Arthoniaceae	<i>Arthothelium distentum</i> (Vain.) Zahlbr.	0	1	0	0	0	0	0	
Arthoniaceae	<i>Arthothelium fuscirregularis</i> sp. Nov.	1	0	0	0	0	0	0	
Arthoniaceae	<i>Arthothelium fusc simplex</i> sp. Nov.	1	0	0	0	0	0	0	
Arthoniaceae	<i>Arthothelium hyphosum</i> sp. Nov.	1	0	0	0	0	0	0	
Arthoniaceae	<i>Arthothelium irregularis</i> sp. Nov.	1	0	0	0	0	0	0	
Arthoniaceae	<i>Arthothelium magentum</i> sp. Nov.	1	0	0	0	0	0	0	
Arthoniaceae	<i>Arthothelium regularis</i> sp. Nov.	1	0	0	0	0	0	0	
Arthoniaceae	<i>Arthothelium</i> sp.	1	1	0	0	0	1	0	
Arthoniaceae	<i>Arthothelium</i> sp. indet.	1	0	0	0	0	0	0	
Arthoniaceae	<i>Arthothelium</i> sp. Nov.	0	0	0	0	0	1	0	
Arthoniaceae	<i>Coniarthonia</i> aff. <i>pyrrhula</i>	0	0	0	0	0	0	1	
Arthoniaceae	<i>Coniarthonia aurata</i> E. L. Lima, M. Cáceres & Aptroot	0	1	0	0	0	0	0	

Família	Táxon	Amazônia	Caatinga	Carrasco	Cerradão	Brejo de Altitude	Mata Atlântica	Restinga	continuação
Arthoniaceae	<i>Coniarthonia megaspora</i> sp. nov.	0	0	0	0	0	1	0	
Arthoniaceae	<i>Coniarthonia pulcherrima</i> (Müll. Arg.) Grube	1	0	0	0	0	0	0	
Arthoniaceae	<i>Coniarthonia rosea</i> Aptroot & M. Cáceres	1	0	0	0	0	0	0	
Arthoniaceae	<i>Coniocarpon</i> aff. <i>flavocinnabarinum</i>	0	0	0	0	1	0	0	
Arthoniaceae	<i>Coniocarpon cinnabarinum</i> DC.	1	1	0	0	1	1	0	
Arthoniaceae	<i>Coniocarpon</i> sp.	0	1	0	0	0	0	0	
Arthoniaceae	<i>Crypthonia auratas</i> sp. nov.	1	0	0	0	0	0	0	
Arthoniaceae	<i>Crypthonia byssolomoides</i> A.A. Menezes, M. Cáceres & Aptroot	0	0	1	0	0	0	0	
Arthoniaceae	<i>Crypthonia lichexanthonica</i> A.A. Menezes, M. Cáceres & Aptroot	0	1	0	1	0	0	0	
Arthoniaceae	<i>Crypthonia submuriformis</i> M. Cáceres & Aptroot	0	0	1	1	0	0	0	
Arthoniaceae	<i>Cryptothecia</i> aff. <i>effusa</i> (Müll. Arg.) R. Sant.	0	0	0	0	0	1	0	
Arthoniaceae	<i>Cryptothecia</i> aff. <i>scripta</i>	0	0	0	0	0	1	0	
Arthoniaceae	<i>Cryptothecia cyanostriata</i>	1	0	0	0	0	0	0	
Arthoniaceae	<i>Cryptothecia effusa</i> (Müll. Arg.) R. Sant.	0	1	0	0	0	1	0	
Arthoniaceae	<i>Cryptothecia fabispora</i> M. Cáceres, E. L. Lima & Aptroot	1	1	0	0	0	0	1	
Arthoniaceae	<i>Cryptothecia lichexanthonica</i> E. L. Lima, Aptroot & M. Cáceres	1	1	0	0	0	1	0	
Arthoniaceae	<i>Cryptothecia macrocephala</i> E. L. Lima, M. Cáceres & Aptroot	0	1	1	0	0	0	0	
Arthoniaceae	<i>Cryptothecia punctosorediata</i> Sparrius & Saipunkaew	1	0	0	0	0	1	0	
Arthoniaceae	<i>Cryptothecia pustulata</i> sp. nov.	1	0	0	0	0	0	0	
Arthoniaceae	<i>Cryptothecia pustules</i>	1	0	0	0	0	0	0	
Arthoniaceae	<i>Cryptothecia reagens</i> sp. nov.	1	0	0	0	0	0	0	
Arthoniaceae	<i>Cryptothecia rubrocincta</i> (Ehrenb.) G. Thor	0	0	0	0	0	1	0	
Arthoniaceae	<i>Cryptothecia rubrosorediata</i> sp. nov.	1	0	0	0	0	0	0	
Arthoniaceae	<i>Cryptothecia scripta</i> G. Thor	0	1	0	0	0	1	0	
Arthoniaceae	<i>Cryptothecia soredia</i>	1	0	0	0	0	0	0	
Arthoniaceae	<i>Cryptothecia</i> sp.	1	1	0	0	1	1	0	
Arthoniaceae	<i>Cryptothecia striata</i> G. Thor	1	1	0	0	0	1	0	
Arthoniaceae	<i>Cryptothecia subcandida</i> Cáceres & Lücking	0	0	0	0	0	1	0	
Arthoniaceae	<i>Cryptothecia xanthonica</i>	0	0	0	0	0	0	0	
Arthoniaceae	<i>Eremothecella helicella</i> Aptroot & M. Cáceres	1	0	0	0	0	0	0	
Arthoniaceae	<i>Herpothallon adnatum</i> G. Thor	1	0	0	0	0	0	0	
Arthoniaceae	<i>Herpothallon aeruginosum</i> sp. nov.	1	0	0	0	0	0	0	
Arthoniaceae	<i>Herpothallon albidum</i> (Fée) Aptroot, Lücking & G. Thor	0	0	0	0	0	1	0	
Arthoniaceae	<i>Herpothallon aurantiacoflavum</i> (B. de Lesd.) Aptroot, Lücking & G. Thor	1	0	0	0	0	1	0	

Família	Táxon	Amazônia	Caatinga	Carrasco	Cerradão	Brejo de Altitude	Mata Atlântica	Restinga	continuação
Arthoniaceae	<i>Herpothallon australasicum</i> (Elix) Elix & G. Thor	1	0	0	0	0	0	0	0
Arthoniaceae	<i>Herpothallon echinatum</i> Aptroot, Lücking & Will-Wolf	1	0	0	0	0	0	0	0
Arthoniaceae	<i>Herpothallon isidia</i> Jagadeesh & G.P. Sinha	1	0	0	0	0	0	0	0
Arthoniaceae	<i>Herpothallon isidiaeruginosum</i> sp. Nov.	1	0	0	0	0	0	0	0
Arthoniaceae	<i>Herpothallon minimum</i> Aptroot & Lücking	1	0	0	0	0	0	0	0
Arthoniaceae	<i>Herpothallon nigroisidiatum</i> G. Thor	1	0	0	0	0	0	0	0
Arthoniaceae	<i>Herpothallon roseocinctum</i> (Fr.) Aptroot, Lücking & G. Thor	1	0	0	0	0	1	0	0
Arthoniaceae	<i>Herpothallon rubrocinctum</i> (Ehrenb.) Aptroot & Lücking	1	1	0	0	1	1	0	0
Arthoniaceae	<i>Herpothallon rubromaculatum</i> G. Thor	1	0	0	0	0	0	0	0
Arthoniaceae	<i>Herpothallon</i> sp.	0	0	0	0	0	1	0	0
Arthoniaceae	<i>Myriostigma filicinum</i> (Ellis & Everh.) Frisch & G. Thor	1	0	0	1	0	0	0	0
Arthoniaceae	<i>Myriostigma miniatum</i> (Vain. ex Lücking) Aptroot, Ertz, Grube & M. Cáceres	0	0	0	0	0	0	0	1
Arthoniaceae	<i>Myriostigma</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0
Arthoniaceae	<i>Sagenidiopsis undulatum</i> (Fée) Egea, Tehler, Torrente & Sipman	1	0	0	0	1	1	0	0
Arthoniaceae	<i>Stirtonia</i> aff. <i>psoromica</i>	0	0	0	0	0	0	1	0
Arthoniaceae	<i>Stirtonia curvata</i> Aptroot	0	0	0	0	0	1	0	0
Arthoniaceae	<i>Stirtonia macrocarpa</i> Makhija & Patw.	1	0	0	0	0	1	0	0
Arthoniaceae	<i>Stirtonia microspora</i> Xavier-Leite, M. Cáceres & Aptroot	0	1	0	0	0	0	0	0
Arthoniaceae	<i>Stirtonia neotropica</i> Aptroot	1	0	0	0	0	0	0	0
Arthoniaceae	<i>Stirtonia nitida</i> Xavier-Leite, M. Cáceres & Aptroot	0	1	0	0	0	0	0	0
Arthoniaceae	<i>Stirtonia nivea</i> Xavier-Leite, Cáceres & Aptroot	0	1	0	0	0	0	0	0
Arthoniaceae	<i>Stirtonia obvallata</i> A.L. Sm.	0	1	0	0	0	0	0	0
Arthoniaceae	<i>Stirtonia psoromica</i> Aptroot & Wolseley	0	1	0	0	0	0	0	0
Arthoniaceae	<i>Tylophoron hibernicum</i> (D. Hawksw., Coppins & P. James) Ertz, Diederich, Bungartz & Tibell	0	1	0	0	0	1	0	0
Arthoniaceae	<i>Tylophorum moderatum</i> Nyl.	0	1	0	0	0	1	0	0
Aspidotheliaceae	<i>Aspidothelium glabrum</i> Lücking, Aptroot & Sipman	1	0	0	0	0	0	0	0
Aspidotheliaceae	<i>Aspidothelium submuriforme</i> Aptroot, L. I. Ferraro & M. Cáceres	0	0	0	0	0	1	0	0
Aspidotheliaceae	<i>Aspidothelium trichothelioides</i> Sérus. & Vězda	1	0	0	0	0	0	0	0
Astrothelium	<i>Astrothelium leioplacum</i>	0	0	0	0	0	0	1	0
Brigantiaaceae	<i>Brigantiaea leucoxantha</i> (Spreng.) R. Sant. & Hafellner	0	1	0	0	0	1	0	0
Caliciaceae	<i>Baculifera entochlora</i> (J. Steiner) Marbach	0	1	0	1	0	0	0	0
Caliciaceae	<i>Baculifera epiviolasces</i>	0	0	0	0	0	0	1	0
Caliciaceae	<i>Baculifera imshaugiana</i> (R.C. Harris) Marbach	0	1	0	0	0	0	0	0
Caliciaceae	<i>Baculifera longispora</i> Marbach	0	0	0	0	0	1	0	0
Caliciaceae	<i>Baculifera micromera</i> (Vain.) Marbach	0	1	0	1	0	0	0	0
Caliciaceae	<i>Baculifera orosa</i> Marbach	0	1	0	0	1	0	0	0

Família	Táxon	Amazônia	Caatinga	Carrasco	Cerradão	Brejo de Altitude	Mata Atlântica	Restinga	continuação
Caliciaceae	<i>Baculifera pseudomicromera</i> Marbach	0	1	0	0	1	0	0	
Caliciaceae	<i>Baculifera remensa</i> (Stirt.) Marbach	0	1	0	0	0	0	0	
Caliciaceae	<i>Baculifera</i> sp.	0	1	0	0	0	1	0	
Caliciaceae	<i>Baculifera xylophila</i> (Malme) Marbach	0	1	0	0	0	0	0	
Caliciaceae	<i>Buellia</i> cf. <i>griseovirens</i>	0	0	0	0	0	1	0	
Caliciaceae	<i>Buellia halonia</i> (Ach.) Tuck.	0	0	0	0	0	1	0	
Caliciaceae	<i>Buellia mamillana</i> (Tuck.) W.A. Weber	0	0	0	0	0	1	0	
Caliciaceae	<i>Buellia ocellata</i> (Flörke ex Flot.) Körb.	0	0	0	0	0	1	0	
Caliciaceae	<i>Buellia subdisciformis</i> (Leight.) Jatta	0	0	0	0	0	1	0	
Caliciaceae	<i>Buellia trachyspora</i> Vain.	0	0	0	0	0	1	0	
Caliciaceae	<i>Buellia yaucoensis</i> Vain.	0	1	0	0	0	0	0	
Caliciaceae	<i>Cratiria amphorea</i> (Eckfeldt) Marbach	0	1	0	0	0	0	0	
Caliciaceae	<i>Cratiria dissimilis</i> (Nyl.) Marbach	1	0	0	0	0	0	0	
Caliciaceae	<i>Cratiria lauri-cassiae</i> (Fée) Marbach	0	1	0	0	1	1	0	
Caliciaceae	<i>Cratiria megaobscurior</i> Marbach	0	1	0	0	0	0	0	
Caliciaceae	<i>Cratiria obscurior</i> Stirt.) Marbach & Kalb	0	1	1	0	1	1	0	
Caliciaceae	<i>Cratiria saltensis</i> (H. Magn.) Marbach	0	1	0	0	0	0	0	
Caliciaceae	<i>Cratiria</i> sp.	0	1	0	0	1	1	0	
Caliciaceae	<i>Cratiria vioxanthina</i> (Elix) Kalb & Elix	0	0	0	0	0	1	0	
Caliciaceae	<i>Dimelaena oreina</i> (Ach.) Norman	0	0	0	0	0	1	0	
Caliciaceae	<i>Dimelaena tenuis</i> (Müll. Arg.) H. Mayrhofer & Wippel	0	0	0	0	0	0	0	
Caliciaceae	<i>Dirinaria aegialita</i> (Afzel. ex Ach.) B.J. Moore	1	0	0	0	0	0	0	
Caliciaceae	<i>Dirinaria applanata</i> (Fée) D.D. Awasthi	1	0	0	0	0	0	0	
Caliciaceae	<i>Dirinaria confluens</i> (Fr.) D.D. Awasthi	0	1	1	1	1	0	0	
Caliciaceae	<i>Dirinaria confusa</i> D. D. Awasthi	0	1	0	0	0	0	0	
Caliciaceae	<i>Dirinaria leopoldii</i> (Stein) D.D. Awasthi	0	1	1	1	1	1	0	
Caliciaceae	<i>Dirinaria papillulifera</i> (Nyl.) D.D. Awasthi	1	0	0	0	0	0	0	
Caliciaceae	<i>Dirinaria picta</i> (Sw.) Schaer. ex Clem.	1	1	0	0	1	1	1	
Caliciaceae	<i>Dirinaria purpurascens</i> (Vain.) B. J. Moore	1	1	0	1	0	0	0	
Caliciaceae	<i>Dirinaria</i> sp.	0	1	0	0	0	0	0	
Caliciaceae	<i>Pyxine albovirens</i> (G. Mey.) Aptroot	0	0	0	0	0	1	0	
Caliciaceae	<i>Pyxine berteriana</i> (Fée) Imsh.	0	1	0	0	0	0	0	
Caliciaceae	<i>Pyxine caesiopruinosa</i> (Tuck.) Imshaug	0	0	0	0	0	1	0	
Caliciaceae	<i>Pyxine cocoes</i> (Sw.) Nyl.	1	1	0	0	0	1	0	
Caliciaceae	<i>Pyxine cognata</i> Stirt.	0	1	0	0	0	0	0	
Caliciaceae	<i>Pyxine endolutes</i> Kalb	0	0	0	1	0	1	0	

Família	Táxon	Amazônia	Caatinga	Carrasco	Cerradão	Brejo de Altitude	Mata Atlântica	Restinga	continuação
Caliciaceae	<i>Pyxine eschweileri</i> (Tuck.) Vain.	0	1	0	0	0	1	0	
Caliciaceae	<i>Pyxine obscurascens</i> Malme	0	0	0	0	0	1	0	
Caliciaceae	<i>Stigmatochroma epimarta</i> (Nyl.) Marbach	0	0	0	1	0	0	0	
Caliciaceae	<i>Stigmatochroma gerontoides</i> (Stirt.) Marbach	0	1	1	0	0	1	0	
Caliciaceae	<i>Stigmatochroma metaleptoides</i> (Nyl.) Marbach	0	1	0	0	1	0	0	
Caliciaceae	<i>Stigmatochroma</i> sp.	0	1	0	0	0	1	0	
Caliciaceae	<i>Amandinea diorista</i> (Nyl.) Marbach	0	0	1	0	0	0	0	
Caliciaceae	<i>Amandinea diorista</i> var. <i>hypopelidna</i> (Stirt.) Marbach	0	1	0	0	0	0	0	
Caliciaceae	<i>Amandinea efflorescens</i> (Müll. Arg.)Marbach	0	1	0	0	0	0	0	
Caliciaceae	<i>Amandinea endachroa</i> (Malme) Marbach	0	1	0	0	0	0	0	
Caliciaceae	<i>Amandinea errata</i> Marbach	0	1	1	0	0	0	0	
Caliciaceae	<i>Amandinea extenuata</i> (Müll. Arg.) Marbach	0	1	0	0	0	1	0	
Caliciaceae	<i>Amandinea melaxanthella</i> (Nyl.) Marbach	0	1	0	0	0	0	0	
Caliciaceae	<i>Amandinea subduplicata</i> (Vain.) Marbach	0	1	1	0	0	0	0	
Caliciaceae	<i>Amandinea submontana</i> Marbach	0	1	0	0	1	0	0	
Caliciaceae	<i>Amandinea turgescens</i> (Tuck.) Marbach	0	1	0	0	0	0	0	
Caliciaceae	<i>Amandinea xylographella</i> (Nyl.) Marbach	0	1	0	0	0	0	0	
Candelariaceae	<i>Candelaria concolor</i> (Dicks.) Stein	0	0	0	0	1	0	0	
Catillariaceae	<i>Catillaria picila</i> (A. Massal.) Coppins	1	0	0	0	0	0	0	
Celotheliaceae	<i>Celothelium aciculiferum</i> (Nyl.) Vain.	0	1	0	0	1	0	0	
Celotheliaceae	<i>Celothelium cinchonarum</i> (Müll. Arg.) Vain.	0	0	0	0	0	1	0	
Celotheliaceae	<i>Celothelium dominicanum</i> (Vain.) M.B. Aguirre	1	0	0	0	0	0	0	
Chrysotrichaceae	<i>Chrysothrix chlorina</i> (Ach.) J.R. Laundon	0	1	0	0	0	0	0	
Chrysotrichaceae	<i>Chrysothrix occidentalis</i> Elix & Kantvilas	1	0	0	0	0	0	0	
Chrysotrichaceae	<i>Chrysothrix</i> sp.	0	1	0	0	0	1	0	
Chrysotrichaceae	<i>Chrysothrix xanthina</i> (Vain.) Kalb	1	1	1	0	1	1	0	
Cladoniaceae	<i>Cladonia</i> cf. <i>polyscypha</i> Ahti & L. Xavier	1	0	0	0	0	0	0	
Cladoniaceae	<i>Cladonia clathrata</i> Ahti & L. Xavier	0	0	0	0	0	1	0	
Cladoniaceae	<i>Cladonia confusa</i> R. Sant.	0	0	0	0	0	1	0	
Cladoniaceae	<i>Cladonia corniculata</i> Ahti & Kashiw.	0	0	0	0	0	1	0	
Cladoniaceae	<i>Cladonia crispatula</i> (Nyl.) Ahti	0	0	0	0	0	1	0	
Cladoniaceae	<i>Cladonia furfuracea</i> Vain.	0	0	0	0	0	1	0	
Cladoniaceae	<i>Cladonia kalbii</i> (Ahti) Ahti & DePriest	0	0	0	0	0	1	0	
Cladoniaceae	<i>Cladonia parvipes</i> (Vain.) S. Stenroos	0	0	0	0	0	1	0	
Cladoniaceae	<i>Cladonia pityrophylla</i> Nyl	0	0	0	0	0	1	0	
Cladoniaceae	<i>Cladonia polyscypha</i> Ahti & L. Xavier	1	0	0	0	0	0	0	

Família	Táxon	Amazônia	Caatinga	Carrasco	Cerradão	Brejo de Altitude	Mata Atlântica	Restinga	continuação
Cladoniaceae	<i>Cladonia sphaelata</i> Vain.	0	0	0	0	0	1	0	
Cladoniaceae	<i>Cladonia subdelicatula</i> Vain. ex Asahina	0	0	0	0	0	1	0	
Cladoniaceae	<i>Cladonia subradiata</i> (Vain.) Sandst.	1	0	0	0	0	1	0	
Cladoniaceae	<i>Cladonia subsquamosa</i> Kremp.	0	0	0	0	0	1	0	
Cladoniaceae	<i>Cladonia substellata</i> Vain.	0	0	0	0	0	1	0	
Coccocarpiaceae	<i>Coccocarpia dissecta</i>	0	0	0	0	0	1	0	
Coccocarpiaceae	<i>Coccocarpia epiphylla</i> (Fée) Kremp.	0	0	0	0	0	1	0	
Coccocarpiaceae	<i>Coccocarpia erythroxyli</i> (Spreng.) Swinscow & Krog	1	0	0	0	0	1	1	
Coccocarpiaceae	<i>Coccocarpia imbricascens</i> Nyl.	1	0	0	0	0	0	0	
Coccocarpiaceae	<i>Coccocarpia microphyllum</i> Lücking & Aptroot	0	0	0	0	0	1	0	
Coccocarpiaceae	<i>Coccocarpia palmicola</i> (Spreng.) Arv. & D.J. Galloway	0	1	0	0	0	1	0	
Coccocarpiaceae	<i>Coccocarpia pellita</i> (Ach.) Müll. Arg.	1	0	0	0	0	0	0	
Coccocarpiaceae	<i>Coccocarpia prostrata</i> Lücking, Aptroot & Sipman	1	0	0	0	0	0	0	
Coenogoniaceae	<i>Coenogonium</i> aff. <i>luteolum</i> (Kalb) Kalb & Lücking	1	0	0	0	0	0	0	
Coenogoniaceae	<i>Coenogonium aubdilutum</i> ou <i>nepalense</i>	0	0	0	0	0	1	0	
Coenogoniaceae	<i>Coenogonium barbatum</i> Lücking, Aptroot & Umaña	1	0	0	0	1	0	0	
Coenogoniaceae	<i>Coenogonium chloroticum</i> Xavier-Leite, M. Cáceres & Aptroot	0	0	0	0	1	1	0	
Coenogoniaceae	<i>Coenogonium ciliatum</i> Kalb & Lücking	1	0	0	0	0	0	0	
Coenogoniaceae	<i>Coenogonium coppinsii</i> Aptroot & M. Cáceres	1	0	0	0	0	0	0	
Coenogoniaceae	<i>Coenogonium dilucidum</i> (Kremp.) Kalb & Lücking	1	0	0	0	0	0	0	
Coenogoniaceae	<i>Coenogonium disjunctum</i> Nyl.	0	0	0	0	1	1	0	
Coenogoniaceae	<i>Coenogonium epiphyllum</i> Vain	0	0	0	0	0	1	0	
Coenogoniaceae	<i>Coenogonium flavoviride</i> M. Cáceres & Lücking	1	1	0	0	0	0	0	
Coenogoniaceae	<i>Coenogonium geralense</i> (P. Henn) Lücking	0	1	1	0	1	0	0	
Coenogoniaceae	<i>Coenogonium hypophyllum</i> (Vězda) Kalb & Lücking	1	0	0	0	0	0	0	
Coenogoniaceae	<i>Coenogonium interplexum</i> Nyl.	0	0	0	0	1	1	0	
Coenogoniaceae	<i>Coenogonium interpositum</i> Nyl.	0	0	0	0	0	1	0	
Coenogoniaceae	<i>Coenogonium isidiatum</i> (G. Thor & Vězda) Lücking, Aptroot & Sipman	0	0	0	0	0	1	0	
Coenogoniaceae	<i>Coenogonium isidiosum</i> (Breuss) Rivas Plata, Lücking, Umaña & Chaves	0	0	0	0	0	1	0	
Coenogoniaceae	<i>Coenogonium leprieurii</i> (Mont.) Nyl.	1	0	0	0	1	1	0	
Coenogoniaceae	<i>Coenogonium linkii</i> Ehrenb.	1	0	0	0	1	1	0	
Coenogoniaceae	<i>Coenogonium luteocitrinum</i> Rivas Plata, Lücking & Umaña	0	0	0	0	1	1	1	
Coenogoniaceae	<i>Coenogonium moniliforme</i> Tuck.	0	1	0	0	1	1	0	
Coenogoniaceae	<i>Coenogonium nepalense</i> (G. Thor & Vězda) Lücking, Aptroot & Sipman	1	0	0	0	1	0	0	
Coenogoniaceae	<i>Coenogonium pineti</i> (Ach.) Lücking & Lumbsch	0	1	0	0	0	0	0	
Coenogoniaceae	<i>Coenogonium pyrophthalmum</i> (Mont.) Lücking, Aptroot & Sipman	0	1	0	0	1	1	0	

Família	Táxon	Amazônia	Caatinga	Carrasco	Cerradão	Brejo de Altitude	Mata Atlântica	Restinga	continuação
Coenogoniaceae	<i>Coenogonium roumeguerianum</i> (Müll. Arg.) Kalb	0	0	0	0	0	1	0	
Coenogoniaceae	<i>Coenogonium saepincola</i> Aptroot, Sipman & Lücking	0	0	0	0	1	0	0	
Coenogoniaceae	<i>Coenogonium siquirrense</i> (Lücking) Lücking	1	0	0	0	0	0	0	
Coenogoniaceae	<i>Coenogonium siquirrense</i> f. <i>denticulatum</i> Rivas Plata & Lücking	1	0	0	0	0	0	0	
Coenogoniaceae	<i>Coenogonium</i> sp.	1	1	0	0	1	1	0	
Coenogoniaceae	<i>Coenogonium stramineum</i> (Aptroot & Seaward) Lücking, Aptroot & Sipman	1	0	0	0	0	0	0	
Coenogoniaceae	<i>Coenogonium strigosum</i> Rivas Plata, Lücking & Chaves	0	1	0	0	1	1	0	
Coenogoniaceae	<i>Coenogonium subdentatum</i> (Vězda & G. Thor) Rivas Plata, Lücking, Umaña & Chaves	0	0	1	0	0	1	0	
Coenogoniaceae	<i>Coenogonium subdilutum</i> (Malme) Lücking, Aptroot & Sipman.	1	1	0	0	1	1	0	
Coenogoniaceae	<i>Coenogonium subfallaciosum</i> (Vězda & Farkas) Lücking, Aptroot & Sipman	0	0	0	0	1	1	0	
Coenogoniaceae	<i>Coenogonium subluteum</i> (Rehm) Kalb & Lücking	1	0	0	0	0	1	0	
Coenogoniaceae	<i>Coenogonium subzonatum</i> (Lücking) Lücking	0	0	1	0	1	0	0	
Coenogoniaceae	<i>Coenogonium zonatum</i> (Müll. Arg.) Kalb & Lücking	1	0	0	0	1	1	0	
Coenogoniaceae	<i>Coenogonium albomarginatum</i> Michlig & L.I. Ferraro	1	0	0	0	0	0	0	
Collemataceae	<i>Leptogium austroamericanum</i>	0	1	0	0	0	0	0	
Collemataceae	<i>Leptogium coralloideum</i> (Meyen & Flot.) Vain.	1	1	0	0	0	1	0	
Collemataceae	<i>Leptogium corticola</i> (Taylor) Tuck	0	0	0	0	0	1	0	
Collemataceae	<i>Leptogium cyanescens</i> (Pers.) Körb.	0	0	0	0	0	1	0	
Collemataceae	<i>Leptogium marginellum</i> (Sw.) Gray	0	1	0	0	0	0	0	
Collemataceae	<i>Leptogium phyllocarpum</i> (Pers.) Mont.	1	0	0	0	0	0	0	
Fuscideaceae	<i>Fuscidea fulva</i> (Malme) Kalb	1	0	0	0	0	0	0	
Gomphillaceae	<i>Aderkomyces heterellus</i> (Stirt.) Lücking, Sérus. & Vězda	1	0	0	0	0	1	0	
Gomphillaceae	<i>Arthotheliopsis hymenocarpoides</i> Vain.	1	0	0	0	0	0	0	
Gomphillaceae	<i>Aulaxina intermedia</i> Lücking	1	0	0	0	0	0	0	
Gomphillaceae	<i>Aulaxina microphana</i> (Vain.) R. Sant.	1	0	0	0	0	0	0	
Gomphillaceae	<i>Aulaxina minuta</i> R. Sant.	1	0	0	0	0	0	0	
Gomphillaceae	<i>Aulaxina quadrangula</i> (Stirt.) R. Sant.	1	0	0	0	0	0	0	
Gomphillaceae	<i>Calenia aspidota</i> (Vain.) Vězda	0	0	0	0	0	1	0	
Gomphillaceae	<i>Caleniopsis conspersa</i> (Stirt.) Lücking, Sérus. & Vězda	1	0	0	0	0	0	0	
Gomphillaceae	<i>Echinoplaca bispora</i> Kalb & Vězda	0	0	0	0	1	0	0	
Gomphillaceae	<i>Echinoplaca caruaruensis</i> Cáceres & Lücking	0	0	0	0	1	0	0	
Gomphillaceae	<i>Echinoplaca epiphylla</i> Fée	1	0	0	0	0	0	0	
Gomphillaceae	<i>Echinoplaca leucotrichoides</i> (Vain.) R. Sant.	1	0	0	0	1	1	0	
Gomphillaceae	<i>Echinoplaca</i> sp.	0	0	1	0	0	1	0	
Gomphillaceae	<i>Echinoplaca subsimilis</i> Kalb & Vězda	0	0	0	0	0	1	0	
Gomphillaceae	<i>Gyalectidium filicinum</i> Müll. Arg.	0	0	0	0	0	1	0	

Família	Táxon	Amazônia	Caatinga	Carrasco	Cerradão	Brejo de Altitude	Mata Atlântica	Restinga	continuação
Gomphillaceae	<i>Gyalectidium imperfectum</i> Vězda	0	0	0	0	0	1	0	
Gomphillaceae	<i>Gyalideopsis altamirensis</i> Lücking & Umaña	0	0	0	1	0	0	0	
Gomphillaceae	<i>Gyalideopsis</i> cf. <i>equatoriana</i>	0	0	0	0	0	1	0	
Gomphillaceae	<i>Gyalideopsis cochlearifer</i> Lücking & Sérus.	1	0	0	0	0	1	0	
Gomphillaceae	<i>Gyalideopsis concava</i>	0	0	0	0	0	1	0	
Gomphillaceae	<i>Gyalideopsis confluens</i> Kalb & Vězda	1	0	0	0	0	0	0	
Gomphillaceae	<i>Gyalideopsis hyalina</i> Lücking	1	0	0	0	0	0	0	
Gomphillaceae	<i>Gyalideopsis lambinonii</i> Vězda	0	0	0	0	0	1	0	
Gomphillaceae	<i>Gyalideopsis lirellina</i> A.A. Menezes, M. Cáceres & Aptroot	0	0	0	1	0	0	0	
Gomphillaceae	<i>Gyalideopsis palmata</i> Kalb & Vězda	0	0	0	0	0	1	0	
Gomphillaceae	<i>Gyalideopsis patellatasp.</i> Nov.	0	0	0	0	0	1	0	
Gomphillaceae	<i>Gyalideopsis rubrofusca</i> Kalb & Vězda	0	0	0	0	0	1	0	
Gomphillaceae	<i>Gyalideopsis</i> sp.	1	0	0	0	0	0	0	
Gomphillaceae	<i>Gyalideopsis vulgaris</i> (Müll. Arg.) Lücking	0	0	0	0	1	0	0	
Gomphillaceae	<i>Phyllogyalidea epiphylla</i> (Vězda) Lücking & Aptroot	1	0	0	0	0	0	0	
Gomphillaceae	<i>Tricharia hyalina</i> Kalb & Vězda	1	0	0	0	0	0	0	
Gomphillaceae	<i>Tricharia leucothrix</i> Fée	0	0	0	0	0	1	0	
Gomphillaceae	<i>Tricharia melanothrix</i> Fée	0	0	0	0	0	1	0	
Gomphillaceae	<i>Tricharia similis</i> Vězda	1	0	0	0	0	0	0	
Gomphillaceae	<i>Tricharia urceolata</i> (Müll. Arg.) R. Sant.	1	0	0	0	0	1	0	
Gomphillaceae	<i>Tricharia vainioi</i> R. Sant.	1	0	0	0	1	0	0	
Graphidaceae	<i>Acanthothecis abaphoides</i> (Nyl.) Staiger & Kalb	1	1	0	1	0	0	1	
Graphidaceae	<i>Acanthothecis</i> aff. <i>tetraphora</i>	0	0	0	0	0	0	1	
Graphidaceae	<i>Acanthothecis africana</i> Staiger & Kalb	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Acanthothecis clavuliferaggregatasp.</i> Nov.	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Acanthothecis consocians</i> (Nyl.) Staiger & Kalb	0	0	0	0	0	0	1	
Graphidaceae	<i>Acanthothecis corcovadensis</i> (Redinger) Staiger & Kalb	0	1	0	0	0	1	1	
Graphidaceae	<i>Acanthothecis farinosa</i>	0	1	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Acanthothecis leucoxantha</i> (Müll. Arg.) Staiger & Kalb	0	1	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Acanthothecis oryzoides</i> sp. Nov.	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Acanthothecis sarcographoides</i> M. Cáceres & Lücking	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Acanthothecis</i> sp. Nov.	1	1	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Acanthothecis subabaphoides</i> ad int (siehe Staiger & Kalb)	1	1	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Acanthotrema brasilianum</i> (Hale) Frisch	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Aggregatorygma triseptatum</i> M. Cáceres, Aptroot & Lücking	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Allographa</i> sp.	0	0	0	0	0	1	0	

Família	Táxon	Amazônia	Caatinga	Carrasco	Cerradão	Brejo de Altitude	Mata Atlântica	Restinga	continuação
Graphidaceae	<i>Amazonotrema nigrum</i> Kalb & Lücking	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Ampliotrema amplius</i> (Nyl.) Kalb	1	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Ampliotrema auratum</i> (Tuck.) Kalb ex Kalb	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Ampliotrema labrisorediatasp.</i> Nov.	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Ampliotrema lepadinoides</i> (Leight.) Kalb	1	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Ampliotrema megalostoma</i> (Müll. Arg.) M. Cáceres & Lücking	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Ampliotrema</i> sp.	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Anomomorpha aggregans</i> (Nyl.) Staiger	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Anomomorpha sordida</i> Staiger	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Anomomorpha</i> sp.	0	0	0	0	1	0	0	
Graphidaceae	<i>Anomomorpha subtorquens</i> (Nyl.) Staiger	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Anomomorpha turbulenta</i> (Nyl.) Nyl	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Astrochapsa astroidea</i> (Berk. & Broome) Parmen, Lücking & Lumbsch	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Astrochapsa platycarpella</i> (Vain.) Parmen, Lücking & Lumbsch	1	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Astrochapsa pseudophlyctis</i> (Nyl.) Parmen, Lücking & Lumbsch	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Byssotrema mirabile</i> M. Cáceres, Aptroot & Lücking	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Carbacanthographis candidata</i> (Nyl.) Staiger & Kalb	1	0	0	0	0	1	1	
Graphidaceae	<i>Carbacanthographis chionophora</i> (Redinger) Staiger & Kalb	1	0	0	0	0	1	1	
Graphidaceae	<i>Carbacanthographis crassa</i> (Müll. Arg.) Staiger & Kalb	0	0	0	0	1	1	0	
Graphidaceae	<i>Carbacanthographis marcescens</i> (Fée) Staiger & Kalb	1	0	0	0	0	1	1	
Graphidaceae	<i>Carbacanthographis nitidasp.</i> Nov.	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>carbacanthographis</i> sp.	1	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Carbacanthographis stictica</i> Staiger & Kalb	1	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Carbacanthographis subalbotecta</i> Staiger & Kalb	1	0	0	0	0	0	1	
Graphidaceae	<i>Carbacanthographis violaceospora</i> Kukwa & Flakus	0	0	0	0	0	0	1	
Graphidaceae	<i>Chapsa</i> aff. <i>chionostoma</i> (Nyl.) Rivas Plata & Mangold	0	1	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Chapsa</i> aff. <i>leprocarpoides</i>	0	0	0	0	1	0	0	
Graphidaceae	<i>Chapsa aggregata</i> (Hale) Sipman & Lücking	1	1	0	0	1	0	0	
Graphidaceae	<i>Chapsa albomaculata</i> (Sipman) Sipman & Lücking	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Chapsa alborosella</i> (Nyl.) Frisch	0	1	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Chapsa angustispora</i> E.L. Lima, Lücking, L.C. Maia & M. Cáceressp. Nov.	0	0	0	0	0	0	1	
Graphidaceae	<i>Chapsa astroidea</i> (Berk. & Broome) M. Cáceres & Lücking	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Chapsa</i> cf. <i>aggregata</i> (Hale) Sipman & Lücking	0	0	0	0	1	1	0	
Graphidaceae	<i>Chapsa</i> cf. <i>dilatata</i>	1	0	0	0	1	1	0	
Graphidaceae	<i>Chapsa</i> cf. <i>discoides</i>	0	1	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Chapsa</i> cf. <i>dissuta</i>	1	0	0	0	0	0	0	

Família	Táxon	Amazônia	Caatinga	Carrasco	Cerradão	Brejo de Altitude	Mata Atlântica	Restinga	continuação
Graphidaceae	<i>Chapsa cf. leprocarpa</i>	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Chapsa cf. leprocarpoides</i>	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Chapsa chionostoma</i> (Nyl.) Rivas Plata & Mangold	0	1	0	0	1	0	1	
Graphidaceae	<i>Chapsa crispata</i> (Müll. Arg.) Mangold	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Chapsa dilatata</i> (Müll. Arg.) Kalb	1	1	0	0	1	1	0	
Graphidaceae	<i>Chapsa discooides</i> (Stirt.) Lücking	1	1	1	1	0	1	1	
Graphidaceae	<i>Chapsa dissuta</i> (Hale) Mangold	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Chapsa elabens</i> (Müll. Arg.) Rivas Plata & Mangold	0	0	0	0	1	1	0	
Graphidaceae	<i>Chapsa esslingeri</i>	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Chapsa farinosa</i>	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Chapsa graphidioides</i> Kalb	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Chapsa indica</i> A. Massal.	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Chapsa laceratula</i> (Müll. Arg.) Rivas Plata & Mangold	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Chapsa leprieurii</i> (Mont.) Frisch	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Chapsa leprocarpa</i> (Nyl.) Frisch	1	1	0	0	1	1	1	
Graphidaceae	<i>Chapsa leprocarpoides</i> (Hale) M. Cáceres & Lücking	1	1	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Chapsa patens</i> (Nyl.) Frisch	0	0	0	0	0	0	1	
Graphidaceae	<i>Chapsa platycarpella</i> (Vain.) Frisch	0	0	0	0	1	1	0	
Graphidaceae	<i>Chapsa platycarpoides</i> (Tuck.) Breuss & Lücking	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Chapsa punicea</i> (Müll. Arg.) Cáceres & Lücking	0	0	0	0	1	0	0	
Graphidaceae	<i>Chapsa referta</i> (Hale) Lücking	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Chapsa</i> sp.	1	1	0	0	1	1	0	
Graphidaceae	<i>Chapsa stellata</i> (Hale) Sipman	0	0	0	0	1	0	0	
Graphidaceae	<i>Chapsa sublilacina</i> (Ellis & Everh.) Cáceres & Lücking	0	0	0	0	1	1	0	
Graphidaceae	<i>Chapsa subpatens</i> (Hale) Mangold	0	0	0	0	0	0	1	
Graphidaceae	<i>Chapsa thalotrema</i> Lücking & N. Salazar	1	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Chapsa velata</i> (Müll. Arg.) Cáceres & Lücking	0	0	0	0	1	0	0	
Graphidaceae	<i>Chroodiscus coccineus</i> (Leight.) Müll. Arg.	1	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Chroodiscus neotropicus</i> Kalb & Vězda	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Corticorygma stellatum</i> M. Cáceres, Feuerstein, Aptroot & Lücking	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Cruentotrema amazonum</i> M. Cáceres, Aptroot & Lücking	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Cruentotrema cruentatum</i> (Mont.) Rivas Plata, Lumbsch & Lücking	0	0	0	0	1	1	1	
Graphidaceae	<i>Diorygma africanum</i> Kalb, Staiger & Elix	0	0	0	0	1	0	0	
Graphidaceae	<i>Diorygma cf. tibellii</i> Kalb, Staiger & Elix	0	1	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Diorygma circumfusum</i> (Stirt.) Kalb, Staiger & Elix	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Diorygma confluens</i> (Fée) Kalb, Staiger & Elix 2004	1	0	0	0	1	1	0	

Família	Táxon	Amazônia	Caatinga	Carrasco	Cerradão	Brejo de Altitude	Mata Atlântica	Restinga	continuação
Graphidaceae	<i>Diorygma epiglaucum</i> (Müll. Arg.) Kalb, Staiger & Elix	1	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Diorygma erythrellum</i> (Mont. & Bosch) Kalb, Staiger & Elix	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Diorygma hieroglyphicum</i> (Pers.) Staiger & Kalb	0	0	0	0	1	1	0	
Graphidaceae	<i>Diorygma intermedium</i> Kalb, Staiger & Elix	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Diorygma junghuhnii</i> (Mont. & Bosch) Kalb, Staiger & Elix	1	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Diorygma longisporum</i> M. Cáceres & Aptroot	0	1	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Diorygma microsporum</i> M. Cáceres & Lücking	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Diorygma minisporum</i> Kalb, Staiger & Elix	1	0	1	0	1	1	0	
Graphidaceae	<i>Diorygma poitaei</i> (Fée) Kalb, Staiger & Elix	1	1	0	0	1	1	1	
Graphidaceae	<i>Diorygma pruinatum</i> Eschw.) Kalb, Staiger & Elix	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Diorygma reniforme</i> (Fée) Kalb, Staiger & Elix	1	0	0	0	1	1	0	
Graphidaceae	<i>Diorygma sarcographoides</i> sp. Nov.	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Diorygma sipmanii</i> Kalb, Staiger & Elix	0	1	0	0	1	0	0	
Graphidaceae	<i>Diorygma sorediatasp.</i> Nov.	1	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Diorygma</i> sp.	1	1	0	0	1	1	0	
Graphidaceae	<i>Diorygma submuriformisp.</i> Nov.	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Diploschistes diacapsis</i> (Ach.) Lumbsch	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Diploschistes hypoleucus</i> Zahlbr.	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Dyplolabia afzelii</i> (Ach.) A. Massal.	1	1	1	1	1	1	1	
Graphidaceae	<i>Dyplolabia oryzoides</i> (Leight.) Kalb & Staiger	0	0	0	0	0	1	1	
Graphidaceae	<i>Dyplolabia</i> sp.	0	1	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Fibrillithecis confusa</i> Lücking, Kalb & Rivas Plata	0	0	0	0	1	0	0	
Graphidaceae	<i>Fibrillithecis sprucei</i> Mangold, Lücking & Lumbsch	0	0	0	0	1	0	0	
Graphidaceae	<i>Fissurina</i> aff. <i>radiata</i> Mont.	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Fissurina aggregatula</i> Common & Lücking	1	0	0	0	1	1	0	
Graphidaceae	<i>Fissurina alboscipita</i> (Coppins & P. James) Staiger	0	0	0	0	0	0	1	
Graphidaceae	<i>Fissurina amazonica</i> M. Cáceres, Aptroot & Lücking	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Fissurina amyloidea</i> M. Cáceres, Aptroot & Lücking	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Fissurina bisporasp.</i> Nov.	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Fissurina bothynocarpa</i>	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Fissurina</i> cf. <i>subcomparimuralis</i>	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Fissurina</i> cf. <i>tuckermanniana</i>	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Fissurina chrysocarpa</i> M. Cáceres, Aptroot & Lücking	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Fissurina cingalina</i> (Nyl.) Staiger	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Fissurina comparilis</i> (Nyl.) Nyl.	1	1	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Fissurina comparimuralis</i> Staiger	0	0	0	0	0	1	0	

Família	Táxon	Amazônia	Caatinga	Carrasco	Cerradão	Brejo de Altitude	Mata Atlântica	Restinga	continuação
Graphidaceae	<i>Fissurina dumastii</i> Fée	1	1	0	0	1	1	0	
Graphidaceae	<i>Fissurina dumastioides</i> (Fink) Staiger	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Fissurina duplicans</i> M. Cáceres, Aptroot & Lücking	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Fissurina egena</i> (Nyl.) Nyl.	1	1	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Fissurina egenella</i>	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Fissurina homichlodes</i> (Redinger) Lücking	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Fissurina humilis</i> (Vain.) Staiger	1	1	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Fissurina hyalinella</i> (Müll. Arg.) Lücking	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Fissurina inabensis</i> (Vain.) M. Nakan. & Kashiw.	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Fissurina incrustans</i> Fée	0	0	0	0	1	1	0	
Graphidaceae	<i>Fissurina instabilis</i> (Nyl.) Nyl.	1	1	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Fissurina intercludens</i> (Nyl.) Lücking & Rivas Plata	0	0	1	1	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Fissurina macrospora</i> M. Cáceres, Aptroot & Lücking	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Fissurina mexicana</i> (Zahlbr.) Lücking & Rivas Plata	0	1	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Fissurina nitidescens</i> (Nyl.) Nyl.	1	0	0	0	1	0	0	
Graphidaceae	<i>Fissurina opacasp.</i> Nov.	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Fissurina pseudostromatica</i> Lücking & Rivas Plata	1	1	1	1	1	1	0	
Graphidaceae	<i>Fissurina radiata</i> Mont	0	0	1	0	1	1	0	
Graphidaceae	<i>Fissurina rubiginosa</i> (Fée) Staiger	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Fissurina</i> sp.	1	1	0	0	1	1	0	
Graphidaceae	<i>Fissurina subfurfuracea</i> M. Cáceres, Aptroot & Lücking	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Fissurina tachygrapha</i> (Nyl.) Staiger	0	0	0	1	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Flegographa leprieurii</i> (Mont.) A. Massal.	1	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Glaucotrema costaricense</i> (Müll. Arg.) Rivas Plata & Lumbsch	0	0	0	0	0	0	1	
Graphidaceae	<i>Glaucotrema glaucophaenum</i> (Kremp.) Rivas Plata & Lumbsch	1	0	0	0	0	1	1	
Graphidaceae	<i>Glaucotrema stegoboloides</i> M. Cáceres, Aptroot & Lücking	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Glyphis cicatricosa</i> Ach.	1	1	1	1	1	1	1	
Graphidaceae	<i>Glyphis scyphulifera</i> (Ach.) Staiger	0	1	0	1	1	1	1	
Graphidaceae	<i>Glyphis</i> sp.	0	1	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Glyphis substriatula</i> var. <i>conglomerata</i> (Nyl.) Staiger.	0	0	0	1	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Glyphis substriatula</i> (Nyl.) Staiger	0	1	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Graphis acharii</i> Fée	1	0	0	1	1	1	0	
Graphidaceae	<i>Graphis adpressa</i> Vain.	0	0	1	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Graphis</i> aff. <i>lineola</i>	0	1	0	0	1	0	0	
Graphidaceae	<i>Graphis</i> aff. <i>stipitata</i> A.W. Archer	0	0	0	1	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Graphis albida</i> Vain	0	0	0	1	0	0	0	

Família	Táxon	Amazônia	Caatinga	Carrasco	Cerradão	Brejo de Altitude	Mata Atlântica	Restinga	continuação
Graphidaceae	<i>Graphis albissima</i> Müll. Arg.	0	1	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Graphis alboglaucescens</i> Adaw. & Makhija	0	1	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Graphis altamirensis</i> Sipman & Lücking	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Graphis amazonica</i> M. Cáceres, Aptroot & Lücking	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Graphis anfractuosa</i> (Eschw.) Eschw.	1	1	1	1	1	0	1	
Graphidaceae	<i>Graphis angustata</i>	0	1	0	0	1	1	0	
Graphidaceae	<i>Graphis arbusculaeformis</i> (Vain.) Lücking	1	1	0	0	1	0	0	
Graphidaceae	<i>Graphis arecae</i> Vain.	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Graphis argentata</i> Lücking & Umaña	0	0	0	0	1	1	0	
Graphidaceae	<i>Graphis asahinae</i> Patw. & C.R. Kulk.	0	1	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Graphis assimilis</i> Nyl.	0	0	0	0	1	0	0	
Graphidaceae	<i>Graphis asterizans</i> Nyl.	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Graphis aurita</i> Eschw.	0	1	1	1	1	1	1	
Graphidaceae	<i>Graphis borealis</i> (A.W. Archer) A.W. Archer	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Graphis brachylirellata</i> M. Cáceres & Lücking	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Graphis brahmanensis</i> Aptroot	0	1	0	0	1	0	0	
Graphidaceae	<i>Graphis caesiella</i> Vain.	1	1	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Graphis caesiocarpa</i> Redinger	0	1	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Graphis calcea</i> (Fée) A. Massal.	0	1	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Graphis celata</i> (A.W. Archer) A.W. Archer	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Graphis</i> cf. <i>cincta</i>	0	1	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Graphis</i> cf. <i>marginata</i> Raddi.	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Graphis</i> cf. <i>oxyspora</i>	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Graphis</i> cf. <i>seminuda</i>	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Graphis</i> cf. <i>tenella</i> Ach.	0	0	0	0	1	0	0	
Graphidaceae	<i>Graphis</i> cf. <i>urosperma</i>	0	1	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Graphis chlorotica</i> A. Massal.	0	0	0	0	1	0	0	
Graphidaceae	<i>Graphis chrysocarpa</i> (Raddi) Spreng.	0	0	0	0	1	1	0	
Graphidaceae	<i>Graphis cilindrospora</i> E.L. Lima, Lücking, L.C. Maia & M. Cáceres sp. Nov.	0	0	0	0	0	0	1	
Graphidaceae	<i>Graphis cincta</i> (Pers.) Aptroot	1	1	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Graphis cinerea</i> Fée	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Graphis cognata</i> Müll. Arg.	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Graphis componens</i> Nyl.	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Graphis conferta</i> Zenker	0	1	1	0	0	1	1	
Graphidaceae	<i>Graphis copelandii</i> Vain.	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Graphis crassilabra</i> Müll. Arg.	0	1	0	0	0	0	0	

Família	Táxon	Amazônia	Caatinga	Carrasco	Cerradão	Brejo de Altitude	Mata Atlântica	Restinga	continuação
Graphidaceae	<i>Graphis crebra</i> Vain.	0	0	0	0	1	0	0	
Graphidaceae	<i>Graphis cupei</i> Vain. ex Lücking	0	0	1	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Graphis dendrogramma</i> Nyl.	1	1	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Graphis descissa</i> Müll. Arg.	0	1	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Graphis desquamescens</i> Fée	0	1	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Graphis dictyoparallela</i> sp. Nov.	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Graphis dimidiata</i> Vain.	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Graphis dracena</i> Vain.	1	1	0	0	1	1	1	
Graphidaceae	<i>Graphis dupaxana</i>	1	1	1	0	1	1	0	
Graphidaceae	<i>Graphis duplicata</i> Ach.	0	1	0	0	1	1	0	
Graphidaceae	<i>Graphis duplicatoinspersa</i> Lücking	0	1	0	0	0	1	1	
Graphidaceae	<i>Graphis elegans</i> (Borrer ex Sm.) Ach.	0	1	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Graphis elongata</i> Zenker	0	1	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Graphis emersa</i> Müll. Arg.	0	1	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Graphis flavovirens</i> Makhija & Adaw.	0	1	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Graphis funilina</i> Aptroot	0	0	0	1	0	0	1	
Graphidaceae	<i>Graphis furcata</i>	0	1	1	0	0	1	1	
Graphidaceae	<i>Graphis geraensis</i> Redinger	0	1	0	0	1	1	0	
Graphidaceae	<i>Graphis glaucescens</i> Fée	1	1	1	0	1	1	1	
Graphidaceae	<i>Graphis glauconigra</i> Vain.	0	1	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Graphis gonimica</i> Zahlbr.	1	1	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Graphis granulata</i> Fée	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Graphis haematites</i> Fée	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Graphis haleana</i> R.C. Harris	0	0	0	0	0	1	1	
Graphidaceae	<i>Graphis handelii</i>	0	1	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Graphis homioides</i> Redinger	0	0	1	1	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Graphis hossei</i> Vain.	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Graphis hyphosa</i> Staiger	0	1	1	1	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Graphis immersella</i> Müll. Arg.	0	1	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Graphis immersicans</i> A.W. Archer	0	1	1	1	1	1	0	
Graphidaceae	<i>Graphis intermediella</i> Stirt.	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Graphis intricata</i> Fée	1	1	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Graphis kakaduensis</i> A. W. Archer	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Graphis kelungana</i> Zahlbr.	0	1	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Graphis lapidicola</i> Fée	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Graphis leptocarpa</i> Fée	0	1	0	0	0	1	0	

Família	Táxon	Amazônia	Caatinga	Carrasco	Cerradão	Brejo de Altitude	Mata Atlântica	Restinga	continuação
Graphidaceae	<i>Graphis librata</i>	0	1	0	0	1	1	1	
Graphidaceae	<i>Graphis lineola</i> Ach.	0	1	1	1	1	1	1	
Graphidaceae	<i>Graphis longula</i> Kremp.	1	1	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Graphis lucifica</i> R.C. Harris	0	1	0	0	0	0	1	
Graphidaceae	<i>Graphis lumbricina</i> Vain.	0	0	0	0	1	1	0	
Graphidaceae	<i>Graphis macella</i> Kremp.	0	0	0	0	1	0	0	
Graphidaceae	<i>Graphis malacodes</i> Nyl.	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Graphis marginata</i> Raddi	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Graphis miniata</i> Redinger	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Graphis modesta</i> Zahlbr.	0	0	1	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Graphis nana</i> (Fée) Spreng.	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Graphis nanodes</i> Vain.	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Graphis negrosina</i> (Vain.) Lücking	0	1	0	0	1	0	0	
Graphidaceae	<i>Graphis nilgiriensis</i> Adaw. & Makhija	0	0	0	0	0	0	1	
Graphidaceae	<i>Graphis norstictica</i> A.W. Archer & Lücking	0	1	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Graphis nudaeformais</i> Lücking.	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Graphis oxyclada</i> Müll. Arg.	1	1	1	0	1	0	0	
Graphidaceae	<i>Graphis palmicola</i> Makhija & Adaw.	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Graphis palmyrensis</i> Zahlbr	0	1	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Graphis parallela</i> Müll. Arg.	0	1	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Graphis paralleloides</i> M. Cáceres & Lücking	0	1	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Graphis paraserpens</i> Lizano & Lücking	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Graphis pavoniana</i> Fée	0	1	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Graphis pedunculata</i> Bungartz & Aptroot.	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Graphis pernambucoradians</i> M. Cáceres & Lücking	1	0	0	0	1	1	0	
Graphidaceae	<i>Graphis pilarensis</i> M. Cáceres & Lücking	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Graphis pinicola</i> Zahlbr.	0	1	0	0	1	0	1	
Graphidaceae	<i>Graphis pitmanii</i> Rivas Plata & Lücking	1	0	0	0	1	1	0	
Graphidaceae	<i>Graphis polyclades</i> Kremp.	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Graphis prunicola</i> Vain.	0	1	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Graphis pustulosa</i> M. Cáceres, Aptroot & Lücking	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Graphis pyrrhocheiloides</i> Zahlbr.	1	1	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Graphis quassiicola</i> (Fée) Vain	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Graphis rhizocola</i> (Fée.) Lücking & Chaves.	0	0	0	0	1	1	0	
Graphidaceae	<i>Graphis rigidula</i> Müll. Arg.	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Graphis rondoniana</i> M. Cáceres, Aptroot & Lücking	1	0	0	0	0	0	0	

Família	Táxon	Amazônia	Caatinga	Carrasco	Cerradão	Brejo de Altitude	Mata Atlântica	Restinga	continuação
Graphidaceae	<i>Graphis rustica</i> Kremp.	1	1	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Graphis sauroidea</i> Leight.	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Graphis schiffneri</i> Zahlbr.	0	1	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Graphis scripta</i>	0	1	1	1	0	1	1	
Graphidaceae	<i>Graphis seminuda</i> Müll. Arg	0	1	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Graphis sitiana</i> Vain.	1	1	1	1	1	1	1	
Graphidaceae	<i>Graphis</i> sp.	1	1	0	0	1	1	0	
Graphidaceae	<i>Graphis stellata</i> M. Cáceres & Lücking	1	1	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Graphis stipitata</i> A.W. Archer	0	0	1	1	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Graphis striata</i> Fée	0	0	0	0	1	0	0	
Graphidaceae	<i>Graphis striatula</i> (Ach.) Spreng.	1	1	0	0	1	1	1	
Graphidaceae	<i>Graphis subchrysocarpa</i> Lücking	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Graphis subdisserpens</i> Nyl. CE X	0	0	0	1	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Graphis subflexibilis</i> Lücking & Chaves	0	0	0	0	0	1	1	
Graphidaceae	<i>Graphis submarginata</i> Lücking	0	1	0	1	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Graphis subnuda</i>	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Graphis subserpentina</i> Nyl.	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Graphis subtecta</i> (Nyl.) Lücking	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Graphis subvirinea</i> Nyl.	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Graphis sundarbanensis</i> Jagadeesh & G.P. Sinha	0	1	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Graphis supracola</i> A.W. Archer	0	1	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Graphis tenella</i> Ach.	0	1	0	0	1	1	0	
Graphidaceae	<i>Graphis tetralocularis</i> C. Bock & M. Hauck	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Graphis urandrae</i> Vain.	0	1	1	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Graphis verrucoserpens</i> Lücking	0	0	0	0	0	0	1	
Graphidaceae	<i>Graphis vestitoides</i> (Fink) Staiger	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Graphis virescens</i> Müll. Arg.	0	1	1	0	1	1	0	
Graphidaceae	<i>Gyrotrema album</i> Kalb	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Gyrotrema flavum</i> M. Cáceres, Aptroot & Lücking	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Gyrotrema sinuosum</i> (Sipman) Frisch	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Halegrapha floridana</i> Common & Lücking	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Heiomasia seaveyorum</i> Nelsen & Lücking	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Hemithecium balbisii</i> (Fée) Trevis.	0	0	0	0	0	1	1	
Graphidaceae	<i>Hemithecium chlorocarpoides</i> (Nyl.) Staiger	1	1	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Hemithecium chlorocarpum</i>	0	1	0	0	1	1	0	
Graphidaceae	<i>Hemithecium chrysentheron</i> (Mont.) Trevis.	0	0	0	0	1	0	0	

Família	Táxon	Amazônia	Caatinga	Carrasco	Cerradão	Brejo de Altitude	Mata Atlântica	Restinga	continuação
Graphidaceae	<i>Hemithecium implicatum</i>	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Hemithecium rufopallidum</i>	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Hemithecium</i> sp.	1	1	0	0	1	1	0	
Graphidaceae	<i>Leiorreuma exaltatum</i> (Mont. & Bosch) Staiger	0	1	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Leucodecton</i> cf. <i>sordidescens</i>	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Leucodecton compunctellum</i> (Nyl.) Frisch	0	0	0	0	0	1	1	
Graphidaceae	<i>Leucodecton expallescens</i>	0	1	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Leucodecton occultum</i> (Eschw.) Frisch	0	1	0	0	1	1	0	
Graphidaceae	<i>Leucodecton sordidescens</i> (Fée) Lücking & Sipman	0	0	0	0	0	1	1	
Graphidaceae	<i>Leucodecton subcompunctum</i> (Nyl.) Frisch	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Malmographina plicosa</i> (C.F.W. Meissn.) M. Cáceres, Rivas Plata & Lücking	1	0	0	0	1	1	0	
Graphidaceae	<i>Melanotrema meiospermum</i> (Nyl.) Frisch	0	0	0	0	1	1	1	
Graphidaceae	<i>Melanotrema platystomum</i> (Mont.) Frisch	0	0	0	0	0	1	1	
Graphidaceae	<i>Myriochapsa inpersum</i>	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Myriochapsa psoromica</i> (M. Cáceres, L.S. de Jesus & T.S. Vieira) M. Cáceres, Lücking & Lumbsch	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Myriotrema album</i> Fée	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Myriotrema</i> cf. <i>album</i>	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Myriotrema</i> cf. <i>costaricense</i>	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Myriotrema clandestinoides</i> Sipman & Lücking	0	0	0	0	1	0	0	
Graphidaceae	<i>Myriotrema concretum</i> (Fée) Hale	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Myriotrema foliaceum</i> M. Cáceres, Aptroot & Lücking	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Myriotrema glaucophaenum</i>	1	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Myriotrema hartii</i> (Müll. Arg.) Hale	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Myriotrema inoperculata</i> sp nov	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Myriotrema inpersum</i> M. Cáceres, Aptroot & Lücking	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Myriotrema laeviusculum</i> (Nyl.) Hale	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Myriotrema lirellinasp.</i> Nov.	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Myriotrema microporum</i> (Mont.) Hale	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Myriotrema myrioporoides</i> (Müll. Arg.) Hale	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Myriotrema neofrondosum</i> Sipman	1	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Myriotrema olivaceum</i> Fée	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Myriotrema</i> sp.	1	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Myriotrema</i> sp. Nov.	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Myriotrema subclandestinum</i> M. Cáceres, Aptroot & Lücking	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Ocellularia</i> aff. <i>buckii</i>	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Ocellularia</i> aff. <i>henatomma</i>	1	0	0	0	0	0	0	

Família	Táxon	Amazônia	Caatinga	Carrasco	Cerradão	Brejo de Altitude	Mata Atlântica	Restinga	continuação
Graphidaceae	<i>Ocellularia</i> aff. <i>laeviusculoides</i>	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Ocellularia</i> aff. <i>papillata</i>	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Ocellularia</i> aff. <i>praestans</i>	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Ocellularia ascidioidea</i> Hale	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Ocellularia auberianoidea</i> (Nyl.) Müll. Arg.	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Ocellularia bahiana</i> (Ach.) Frisch	0	1	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Ocellularia barroensis</i> Hale	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Ocellularia brasiliensis</i> M. Cáceres, Aptroot & Lücking	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Ocellularia calvescens</i> (Fée) Müll. Arg.	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Ocellularia cavata</i>	1	0	0	1	1	1	1	
Graphidaceae	<i>Ocellularia</i> cf. <i>cavata</i>	1	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Ocellularia</i> cf. <i>rhodostroma</i>	0	0	0	0	1	0	0	
Graphidaceae	<i>Ocellularia conformalis</i>	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Ocellularia corurta</i>	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Ocellularia crocea</i> (Kremp.) Overeem & D. Overeem	1	0	0	0	1	1	1	
Graphidaceae	<i>Ocellularia croceoisidiata</i> Sipman	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Ocellularia diminuta</i> M. Cáceres, Aptroot & Lücking	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Ocellularia dolichotata</i> (Nyl.) Zahlbr.	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Ocellularia domingensis</i> (Feé ex Ny.) Mull Arg	0	0	0	0	1	0	0	
Graphidaceae	<i>Ocellularia fecunda</i> (Vain.) Hale	0	1	0	0	1	0	0	
Graphidaceae	<i>Ocellularia flavoperforata</i> Lücking	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Ocellularia flavostroma</i> M. Cáceres, Aptroot & Lücking	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Ocellularia gracilis</i>	0	0	0	0	1	0	0	
Graphidaceae	<i>Ocellularia halei</i> M. Cáceres, Aptroot & Lücking	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Ocellularia immersocarpa</i> M. Cáceres, Aptroot & Lücking	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Ocellularia inspersopapillatasp.</i> Nov.	1	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Ocellularia inspersula</i> Lücking & Aptroot	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Ocellularia lacerata</i> M. Cáceres, Aptroot & Lücking	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Ocellularia landronii</i> Hale	1	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Ocellularia margaritacea</i>	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Ocellularia mauretiana</i> Hale	1	0	0	0	1	1	0	
Graphidaceae	<i>Ocellularia maxima</i> (Hale) Lumbsch & Mangold	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Ocellularia minutula</i> Hale	1	0	0	0	1	0	0	
Graphidaceae	<i>Ocellularia myriotrema</i> M. Cáceres, Aptroot & Lücking	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Ocellularia nigrocolumellatasp.</i> Nov.	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Ocellularia obturascens</i> (Nyl.) Hale	0	0	0	0	1	1	0	

Família	Táxon	Amazônia	Caatinga	Carrasco	Cerradão	Brejo de Altitude	Mata Atlântica	Restinga	continuação
Graphidaceae	<i>Ocellularia ornata</i> M. Cáceres, Aptroot & Lücking, sp. Nov.	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Ocellularia orthomastia</i> (Kremp.) Zahlbr.	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Ocellularia papillata</i> (Leight.) Zahlbr.	1	0	0	0	1	1	0	
Graphidaceae	<i>Ocellularia percolumellata</i> Sipman	0	1	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Ocellularia perforata</i> (Leight.) Müll. Arg.	1	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Ocellularia polydiscus</i>	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Ocellularia praestans</i> (Müll. Arg.)	0	0	0	0	1	1	0	
Graphidaceae	<i>Ocellularia pseudochapsa</i> M. Cáceres, Aptroot & Lücking, sp. Nov	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Ocellularia pseudopyrenuloides</i> Lücking add 11/08/2016 tem que confirmar	0	0	0	0	0	0	1	
Graphidaceae	<i>Ocellularia pseudostromatica</i> M. Cáceres, Aptroot & Lücking, sp. Nov.	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Ocellularia psorbarroensis</i>	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Ocellularia rondoniana</i> M. Cáceres, Aptroot & Lücking, sp. Nov.	1	0	0	0	0	1	1	
Graphidaceae	<i>Ocellularia rubropolydiscus</i> M. Cáceres, Aptroot & Lücking, sp. Nov	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Ocellularia sorediata</i>	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Ocellularia</i> sp.	1	0	0	0	1	1	0	
Graphidaceae	<i>Ocellularia subemersa</i> Müll.Arg.	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Ocellularia terebrata</i> (Ach.) Müll. Arg.	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Ocellularia usnicolor</i> Peláez, Moncada & Lücking	1	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Ocellularia verrucoinspersasp.</i> Nov.	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Ocellularia viridipallens</i> Müll. Arg.	0	0	0	0	0	1	1	
Graphidaceae	<i>Ocellularia xanthostroma</i> (Nyl.) Zahlbr.	0	0	0	0	1	1	0	
Graphidaceae	<i>Pallidogramme chlorocarpoides</i> (Nyl.) Staiger, Kalb & Lücking	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Pallidogramme chysenteron</i> (Mont.) Staiger, Kalb & Lücking.	0	0	0	0	0	0	1	
Graphidaceae	<i>Pallidogramme</i> sp.	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Phaeographis</i> aff. <i>coriaria</i>	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Phaeographis</i> aff. <i>fusca</i>	0	1	0	0	1	1	1	
Graphidaceae	<i>Phaeographis</i> aff. <i>leiogrammodes</i>	0	1	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Phaeographis</i> aff. <i>neotricosa</i>	0	1	0	1	1	1	0	
Graphidaceae	<i>Phaeographis</i> aff. <i>patagonica</i>	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Phaeographis</i> aff. <i>punctiformis</i> (Eschw.) Müll. Arg.	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Phaeographis</i> aff. <i>tortuosa</i>	1	1	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Phaeographis amazonica</i> Staiger	0	1	0	0	0	0	1	
Graphidaceae	<i>Phaeographis arthonioides</i> (Vain.) Zahlbr.	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Phaeographis brasiliensis</i> (A. Massal.) Kalb & Matthes-Leicht	1	1	1	1	1	1	1	
Graphidaceae	<i>Phaeographis caesioidisca</i> Staiger	0	1	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Phaeographis</i> cf. <i>asteroides</i>	1	0	0	0	0	0	0	

Família	Táxon	Amazônia	Caatinga	Carrasco	Cerradão	Brejo de Altitude	Mata Atlântica	Restinga	continuação
Graphidaceae	<i>Phaeographis cf. caesiodisca</i>	0	1	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Phaeographis cf. litoralis</i>	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Phaeographis cf. neotricosa</i>	1	1	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Phaeographis cf. tortuosa</i>	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Phaeographis crispata</i> Kalb & Mathes-Leicht	0	1	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Phaeographis dendritica</i> (Ach.) Müll. Arg.	0	0	0	1	0	1	1	
Graphidaceae	<i>Phaeographis elliptica</i> Müll. Arg.	0	0	0	0	0	0	1	
Graphidaceae	<i>Phaeographis flavescens</i> Dal-Forno & Eliasaro	0	1	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Phaeographis fusca</i> Staiger	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Phaeographis fuscolobata</i> ???	0	0	0	0	0	0	1	
Graphidaceae	<i>Phaeographis haematites</i> (Fée) Müll. Arg.	1	0	0	0	1	1	0	
Graphidaceae	<i>Phaeographis heterochroides</i> Zahlbr.	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Phaeographis inconspicua</i> (Fée) Müll. Arg.	1	0	0	1	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Phaeographis intricans</i> (Nyl.) Staiger	1	1	1	0	1	1	1	
Graphidaceae	<i>Phaeographis inusta</i> (Ach.) Müll. Arg.	1	0	1	1	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Phaeographis kalbii</i> Staiger	0	1	0	0	1	0	0	
Graphidaceae	<i>Phaeographis lecanographa</i> (Nyl.) Staiger	0	1	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Phaeographis leiogrammodes</i>	1	1	0	0	0	1	1	
Graphidaceae	<i>Phaeographis lobata</i> (Eschw.) Müll. Arg.	0	1	0	0	1	0	0	
Graphidaceae	<i>Phaeographis neotricosa</i> Redinger	0	1	0	1	1	1	0	
Graphidaceae	<i>Phaeographis nylanderi</i> (Vain.) Zahlbr.	1	1	0	0	1	1	1	
Graphidaceae	<i>Phaeographis platycarpa</i> Müll. Arg.	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Phaeographis punctiformis</i> (Eschw.) Müll. Arg.	0	1	1	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Phaeographis quadrifera</i> (Nyl.) Staiger	1	1	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Phaeographis rubrostroma</i> Cáceres & Lücking	0	0	0	0	1	1	0	
Graphidaceae	<i>Phaeographis scalpturata</i> (Ach.) Staiger	1	1	0	0	1	1	1	
Graphidaceae	<i>Phaeographis scriptitata</i>	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Phaeographis</i> sp.	1	1	0	0	1	1	0	
Graphidaceae	<i>Phaeographis spondaica</i> (Nyl.)	0	1	0	1	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Phaeographis tortuosa</i> (Ach.) Müll. Arg.	1	1	0	0	1	1	1	
Graphidaceae	<i>Phaeographis vestigioides</i> Staiger	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Phaeographis subintricata</i> (C. Knight) Müll. Arg.	0	1	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Platygramme arechavaletae</i> (Müll. Arg.) A.W. Archer	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Platygramme caesiopruinosa</i> (Fée) Fée	1	1	1	0	1	1	0	
Graphidaceae	<i>Platygramme cf. discurrens</i> (Nyl.) Staiger	0	1	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Platygramme coccineum</i> sp. Nov.	1	0	0	0	0	0	0	

Família	Táxon	Amazônia	Caatinga	Carrasco	Cerradão	Brejo de Altitude	Mata Atlântica	Restinga	continuação
Graphidaceae	<i>Platygramme colubrosa</i> (Nyl.) Staiger	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Platygramme discurrens</i> (Nyl.) Staiger	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Platygramme muelleri</i> (A.W. Archer) Staiger	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Platygramme pachyspora</i> (Redinger) Staiger	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Platygramme praestans</i> (Müll. Arg.) Staiger	0	1	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Platygramme</i> sp.	0	1	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Platygramme unirana</i> M. Cáceres, Aptroot & Lücking	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Platythecium acutisporum</i> Staiger	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Platythecium allosporellum</i> (Nyl.) Staiger	1	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Platythecium biseptatum</i> M. Cáceres, Aptroot & Lücking	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Platythecium colliculosum</i> (Mont.) Staiger	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Platythecium dimorphodes</i> (Nyl.) Staiger.	0	1	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Platythecium grammitis</i> (Fée) Staiger.	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Platythecium leiogramma</i> (Nyl.) Staiger	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Platythecium</i> sp.	1	1	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Platythecium sphaerosporellum</i> (Nyl.) Staiger	0	1	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Pseudochapsa amylospora</i> M. Cáceres, Aptroot & Lücking	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Pseudochapsa dilatata</i> (Müll. Arg.) Parmen, Lücking & Lumbsch	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Pseudochapsa subdactylifera</i> (Sipman) Lücking	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Pseudotopeliopsis scabiocarpa</i> (Rivas Plata & Lücking) Parmen, Lücking & Lumbsch	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Pycnotrema pycnoporellum</i> (Nyl.) Rivas Plata & Lücking	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Redingeria microspora</i> (Zahlbr.) M. Cáceres & Lücking	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Rhabdodiscus cf. auberianus</i>	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Rhabdodiscus crassoides</i> M. Cáceres, Aptroot & Lücking	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Rhabdodiscus inspersus</i> M. Cáceres, Aptroot & Lücking	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Rhabdodiscus planus</i> M. Cáceres, Aptroot & Lücking	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Rhabdodiscus reconditus</i> (Stirt.) Rivas Plata, Lücking & Lumbsch	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Rhabdodiscus</i> sp.	0	0	0	0	1	1	0	
Graphidaceae	<i>Rhabdodiscus submersus</i> (Müll. Arg.) Rivas Plata, Lücking & Lumbsch	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Sanguinotrema wightii</i> (Tayl) Lücking	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Sarcographa aff. astroideasp.</i> Nova	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Sarcographa difformis</i> (Vain.) Zahlbr.	1	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Sarcographa fissurinoides</i> Cáceres & Lücking	0	0	1	1	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Sarcographa labyrinthica</i> (Ach.) Müll. Arg.	1	1	0	0	1	1	1	
Graphidaceae	<i>Sarcographa medusulina</i> (Nyl.) Müll. Arg.	0	1	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Sarcographa megistocarpa</i> (Leight.) M. Cáceres & Lücking	1	0	0	0	0	0	0	

Família	Táxon	Amazônia	Caatinga	Carrasco	Cerradão	Brejo de Altitude	Mata Atlântica	Restinga	continuação
Graphidaceae	<i>Sarcographa ramificans</i> (Kremp.) Staiger	1	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Sarcographa</i> sp.	0	1	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Sarcographa tricoso</i> (Ach.) Müll. Arg.	0	1	0	1	1	1	0	
Graphidaceae	<i>Schizotrema cryptotrema</i> (Nyl.) Rivas Plata & Mangold	0	0	0	0	0	1	1	
Graphidaceae	<i>Schizotrema refertum</i> ?	0	0	0	0	1	0	0	
Graphidaceae	<i>Schizotrema</i> sp.	0	0	0	0	1	0	0	
Graphidaceae	<i>Stegobolus amazonus</i> M. Cáceres, Aptroot & Lücking	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Stegobolus anamorphoides</i> (Nyl.) Frisch & Kalb	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Stegobolus anamorphus</i> (Nyl.) Frisch & Kalb	1	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Stegobolus auberianus</i> (Mont.) A. Frisch & Kalb.	1	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Stegobolus ballisticus</i> sp. Nov.	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Stegobolus berkeleyanus</i> Mont.	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Stegobolus</i> cf. <i>granulans</i>	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Stegobolus emersus</i> (Kremp.) Frisch & Kalb	0	0	0	0	1	0	0	
Graphidaceae	<i>Stegobolus guianensis</i> (Sipman) Frisch	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Stegobolus percolumellatus</i> (Sipman) Frisch	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Stegobolus porconasalis</i> sp. Nov.	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Stegobolus radians</i> (Müll. Arg.) Frisch	0	0	0	0	1	0	0	
Graphidaceae	<i>Stegobolus schizostomus</i> (Tuck.) Frisch & Kalb	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Stegobolus</i> sp.	1	1	0	0	1	1	0	
Graphidaceae	<i>Thalloloma anguinum</i> (Mont.) Trevis.	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Thalloloma astroideum</i> (Müll. Arg.) Staiger	1	0	0	0	1	1	1	
Graphidaceae	<i>Thalloloma buriticum</i> (Redinger) Staiger	0	0	0	0	0	1	1	
Graphidaceae	<i>Thalloloma cinnabarinum</i> (Fée) Staiger	0	0	0	0	0	1	1	
Graphidaceae	<i>Thalloloma hypoleptum</i>	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Thalloloma janeirensis</i> Staiger	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Thalloloma rhodastrum</i> (Redinger) Staiger	0	0	0	0	1	1	0	
Graphidaceae	<i>Thalloloma</i> sp.	0	1	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Thecaria quassiicola</i> Fée	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Thelotrema</i> aff. <i>adjunctum</i>	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Thelotrema</i> aff. <i>subtile</i> sp. Nov	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Thelotrema defectum</i> Hale ex R.C. Harris	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Thelotrema defossum</i> (Müll. Arg.) Mangold	0	0	0	1	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Thelotrema leucophthalmum</i> Nyl.	0	1	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Thelotrema polythecium</i> Sethy, Nagarkar & Patw.	0	1	1	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Thelotrema roseum</i> sp. Nov.	1	0	0	0	0	0	0	

Família	Táxon	Amazônia	Caatinga	Carrasco	Cerradão	Brejo de Altitude	Mata Atlântica	Restinga	continuação
Graphidaceae	<i>Thelotrema</i> sp.	1	0	0	0	0	0	0	
Graphidaceae	<i>Thelotrema subtile</i> Tuck.	0	0	0	0	0	1	0	
Graphidaceae	<i>Wirthiotrema glaucopallens</i> (Nyl.) Rivas Plata & Kalb	1	0	0	0	0	0	0	
Gyalectaceae	<i>Cryptolechia carneoluteola</i> (Tuck.) Kalb	0	0	0	0	1	0	0	
Gyalectaceae	<i>Ramonia intermedia</i> Kalb	0	0	0	0	1	1	0	
Gyalectaceae	<i>Ramonia microspora</i> Vězda	0	0	0	0	1	1	0	
Gyalectaceae	<i>Ramonia variospora</i> Sobreira, Aptroot & M. Cáceres	0	0	0	0	1	0	0	
Haematommataceae	<i>Haematomma accolens</i>	0	1	0	0	0	0	0	
Haematommataceae	<i>Haematomma cinchonarum</i> Kalb & Staiger	0	0	0	0	0	1	0	
Haematommataceae	<i>Haematomma flexuosum</i> Hillm.	0	0	0	1	0	0	0	
Haematommataceae	<i>Haematomma leprarioides</i> (Vain.) Vain.	0	0	0	0	0	0	0	
Haematommataceae	<i>Haematomma personii</i> (Fée) A. Massal.	0	1	1	1	1	0	0	
Haematommataceae	<i>Haematomma</i> sp.	0	1	0	0	0	0	0	
Hygrophoraceae	<i>Cora</i> sp.nov	0	0	0	0	0	1	0	
Hygrophoraceae	<i>Dictyonema phyllogenum</i> f. <i>nitidum</i> Lücking	0	0	0	0	1	0	0	
Hygrophoraceae	<i>Dictyonema</i> sp.	0	0	0	0	0	1	0	
Incertae sedis	<i>Synarthonia sarcographoides</i> Aptroot, A.A. Menezes, E.L. Lima & M. Cáceres	0	1	1	1	0	1	0	
Incertae sedis	<i>Helminthocarpon leprevostii</i> Fée	0	1	0	0	1	1	0	
Incertae sedis	<i>Piccolia conspersa</i> (Fée) Hafellner	0	1	0	0	1	0	0	
Lecanographaceae	<i>Alyxoria fuscospora</i> Ertz, Aptroot & M. Cáceres 2014	1	0	0	0	0	0	0	
Lecanographaceae	<i>Alyxoria varia</i> (Pers.) Ertz & Tehler 2011	1	0	0	0	0	0	0	
Lecanoraceae	<i>Lecanora achroa</i>	0	1	1	0	1	1	0	
Lecanoraceae	<i>Lecanora caesiorubella</i>	0	1	0	1	1	0	0	
Lecanoraceae	<i>Lecanora</i> cf. <i>subimmersa</i>	0	0	0	0	0	1	0	
Lecanoraceae	<i>Lecanora</i> cf. <i>symmicta</i> (Ach.) Ach.	0	1	0	0	0	0	0	
Lecanoraceae	<i>Lecanora concilianda</i> Vain.	0	1	0	0	1	1	0	
Lecanoraceae	<i>Lecanora concilians</i> (Nyl.) Cromb.	0	0	0	0	0	1	0	
Lecanoraceae	<i>Lecanora coronulans</i> Nyl.	0	1	1	0	1	1	0	
Lecanoraceae	<i>Lecanora expallens</i> Ach.	0	0	0	0	0	1	0	
Lecanoraceae	<i>Lecanora galactiniza</i> Nyl.	0	1	0	0	0	0	0	
Lecanoraceae	<i>Lecanora helva</i>	0	1	1	0	1	1	0	
Lecanoraceae	<i>Lecanora hypocrocina</i> Nyl.	0	1	0	0	0	1	0	
Lecanoraceae	<i>Lecanora leproplaca</i>	1	1	0	0	0	1	0	
Lecanoraceae	<i>Lecanora leprosa</i> Fée	0	1	1	0	1	0	0	
Lecanoraceae	<i>Lecanora lichexanthona</i> Guderley	0	0	0	0	0	1	0	
Lecanoraceae	<i>Lecanora plumosa</i> Müll. Arg.	0	1	0	0	0	0	0	

Família	Táxon	Amazônia	Caatinga	Carrasco	Cerradão	Brejo de Altitude	Mata Atlântica	Restinga	continuação
Lecanoraceae	<i>Lecanora pseudistera</i> Nyl.	0	0	0	0	0	1	0	
Lecanoraceae	<i>Lecanora</i> sp.	0	1	0	0	1	1	0	
Lecanoraceae	<i>Lecanora subcrenulata</i> Müll. Arg.	0	0	0	0	0	1	0	
Lecanoraceae	<i>Lecanora subimmersens</i> Vain.	0	0	0	0	0	1	0	
Lecanoraceae	<i>Lecanora sulfurescens</i> Fée	0	0	0	0	0	1	0	
Lecanoraceae	<i>Lecanora tropica</i> Zahlbr.	0	1	1	0	1	1	0	
Lecanoraceae	<i>Lecidella meiococca</i> (Nyl.) Leuckert & Hertel	0	0	0	0	0	1	0	
Lecanoraceae	<i>Lecidella punctuliformis</i> (Nyl.) Kalb	0	1	0	0	0	0	0	
Lecanoraceae	<i>Pseudoparmelia cyphellata</i> Lynge	0	0	1	0	0	0	0	
Lecanoraceae	<i>Pseudoparmelia hypomilta</i> (Fée) Hale	0	0	0	0	0	1	0	
Lecanoraceae	<i>Pseudoparmelia isidiata</i>	0	0	0	0	0	1	0	
Lecanoraceae	<i>Pseudoparmelia uleana</i> (Müll. Arg.) Elix & T.H. Nash	0	0	0	0	0	1	0	
Lecanoraceae	<i>Pyrrhospora palmicola</i> Aptroot & Seaward	0	1	0	0	0	0	0	
Lecanoraceae	<i>Pyrrhospora</i> sp.	0	1	0	0	0	0	0	
Lecanoraceae	<i>Pyrrhospora quereia</i> (Dicks.) Körb.	0	0	0	0	0	0	0	
Lecanoraceae	<i>Ramboldia haematites</i> (Fée) Kalb, Lumbsch & Elix	1	1	1	1	1	1	0	
Lecanoraceae	<i>Ramboldia russula</i> (Ach.) Kalb, Lumbsch & Elix	0	1	0	1	1	1	0	
Lecanoraceae	<i>Ramboldia</i> sp.	0	1	0	0	0	1	0	
Lecanoraceae	<i>Traponora</i> spec.	0	0	0	0	1	0	0	
Lecanoraceae	<i>Vainionora flavovirens</i> (Fée) Kalb	0	1	0	0	0	1	0	
Lecanoraceae	<i>Vainionora</i> sp.	0	1	0	0	1	0	0	
Lecideaceae	<i>Lecidea varians</i> (Ach.) R.C. Harris	0	0	0	0	0	1	0	
Lecideaceae	<i>Lecidea</i> cf. <i>haerjedalica</i>	0	0	0	0	0	1	0	
Lecideaceae	<i>Parapropidia neotropica</i> sp nov	0	0	0	0	0	1	0	
Lepidostromataceae	<i>Sulzbacheromyces caatingae</i> (Sulzbacher & Lücking) B.P. Hodk. & Lücking	1	1	0	0	0	1	0	
Letrouitiaceae	<i>Letrouitia domingensis</i> (Pers.) Hafellner & Bellem	0	1	0	0	1	1	0	
Letrouitiaceae	<i>Letrouitia leprolyta</i> (Nyl.) Hafellner	0	0	0	0	0	1	0	
Letrouitiaceae	<i>Letrouitia subvulpina</i> (Nyl.) Haf.	1	0	0	0	0	1	0	
Letrouitiaceae	<i>Letrouitia vulpina</i> (Tuck.) Hafellner & Bellem.	1	0	0	0	0	1	0	
Lichinaceae	<i>Leprocollema</i> sp indet	0	0	0	0	0	1	0	
Lichinaceae	<i>Porocyphus dimorphus</i> Henssen	0	0	0	0	0	0	0	
Lichinaceae	<i>Pterygiopsis guyanensis</i> Schultz, Porembski & Büdel	0	1	0	0	0	1	0	
Lichinaceae	<i>Pterygiopsis atra</i> Vain.	0	0	0	0	0	1	0	
Lichinaceae	<i>Pyrenopsis olivacea</i> Vain.	0	0	0	0	0	1	0	
Lichinaceae	<i>Pyrenopsis</i> sp.	0	0	0	0	0	1	0	
Lyrommataceae	<i>Lyromma confusum</i> Lücking & Sérus.	1	0	0	0	0	0	0	

Família	Táxon	Amazônia	Caatinga	Carrasco	Cerradão	Brejo de Altitude	Mata Atlântica	Restinga	continuação
Lyrommataceae	<i>Lyromma nectandrae</i> Bat. & H. Maia	0	0	0	0	0	1	0	
Lyrommataceae	<i>Lyromma ornatum</i> Lücking, Kalb & Sérusiaux	1	0	0	0	0	0	0	
Malmideaceae	<i>Malmidea</i> aff. <i>granifera</i>	0	0	0	0	1	1	0	
Malmideaceae	<i>Malmidea</i> aff. <i>piperis</i>	0	0	0	0	1	1	0	
Malmideaceae	<i>Malmidea</i> aff. <i>psychotrioides</i>	0	1	0	0	0	0	0	
Malmideaceae	<i>Malmidea amazonica</i> (Redinger) Kalb, Rivas Plata & Lumbsch	1	0	0	0	0	0	0	
Malmideaceae	<i>Malmidea atlantica</i> (M. Cáceres & Lücking) M. Cáceres & Kalb	1	0	0	0	1	1	0	
Malmideaceae	<i>Malmidea bacidinoides</i> (Lücking) Kalb & Lücking	0	0	0	0	0	1	0	
Malmideaceae	<i>Malmidea badimoides</i> Cáceres & Lücking	0	1	0	0	0	1	0	
Malmideaceae	<i>Malmidea ceylanica</i> (Zahlbr.) Kalb, Rivas Plata & Lumbsch	1	0	0	0	0	1	0	
Malmideaceae	<i>Malmidea dendroides</i> sp. Nov.	1	0	0	0	0	0	0	
Malmideaceae	<i>Malmidea flavopustulosa</i> Cáceres & Lücking	0	0	0	0	1	1	0	
Malmideaceae	<i>Malmidea furfurosa</i> (Tuck. ex Nyl.) Kalb & Lücking	1	0	0	0	1	1	1	
Malmideaceae	<i>Malmidea fuscella</i> (Müll. Arg.) Kalb & Lücking	1	1	0	0	1	1	0	
Malmideaceae	<i>Malmidea granifera</i> (Ach.) Kalb, Rivas Plata & Lumbsch	1	1	0	0	1	1	1	
Malmideaceae	<i>Malmidea gyalectoides</i> (Vain.) Kalb & Lücking	1	1	0	0	1	1	0	
Malmideaceae	<i>Malmidea hypomela</i> (Nyl.) Kalb & Lücking	0	1	0	0	1	1	0	
Malmideaceae	<i>Malmidea isidiata</i>	1	0	0	0	0	0	0	
Malmideaceae	<i>Malmidea leptoloma</i> (Müll. Arg.) Kalb & Lücking	1	1	0	0	1	1	0	
Malmideaceae	<i>Malmidea leucopiperis</i>	0	1	0	0	1	1	0	
Malmideaceae	<i>Malmidea microspora</i>	1	0	0	0	0	0	0	
Malmideaceae	<i>Malmidea minuta</i> sp. Nov.	1	0	0	0	0	0	0	
Malmideaceae	<i>Malmidea nigromarginata</i> (Malme) Lücking & Breuss	0	0	0	0	0	1	0	
Malmideaceae	<i>Malmidea piperina</i> (Zahlbr.) Aptroot & Breuss	1	0	0	0	0	1	1	
Malmideaceae	<i>Malmidea piperis</i> (Spreng.) Kalb, Rivas Plata & Lumbsch	0	1	0	0	1	1	0	
Malmideaceae	<i>Malmidea polycampia</i> (Tuck.) Kalb & Lücking	1	0	0	0	0	0	0	
Malmideaceae	<i>Malmidea psychotrioides</i> (Kalb & Lücking) Kalb, Rivas Plata & Lumbsch	1	1	0	0	0	1	0	
Malmideaceae	<i>Malmidea saphonica</i> sp. nov.	0	0	0	0	0	1	0	
Malmideaceae	<i>Malmidea</i> sp.	1	1	0	0	0	1	0	
Malmideaceae	<i>Malmidea sulphureosorediata</i> M. Cáceres, D.A. Mota & Aptroot	0	0	0	0	1	1	0	
Malmideaceae	<i>Malmidea trailiana</i> (Müll. Arg.) Kalb, Rivas Plata & Lumbsch	1	0	0	0	0	0	0	
Malmideaceae	<i>Malmidea vinosa</i> (Eschw.) Kalb, Rivas Plata & Lumbsch	1	0	0	0	1	1	0	
Malmideaceae	<i>Malmidea viridis</i> sp. Nov.	1	0	0	0	0	0	0	
Malmideaceae	<i>Malmidea rhodopsis</i> (Tuck.) Kalb, Rivas Plata & Lumbsch	0	0	0	0	0	1	0	
Megalosporaceae	<i>Megalospora sulphurata</i> Meyen	0	0	0	0	0	1	0	
Melaspileaceae	<i>Melaspilea costaricensis</i> (Lücking, Lizano & Chaves) Ertz & Diederich	1	0	0	0	0	0	0	

Família	Táxon	Amazônia	Caatinga	Carrasco	Cerradão	Brejo de Altitude	Mata Atlântica	Restinga	continuação
Melaspileaceae	<i>Melaspilea microspilota</i> Nyl.	1	0	0	0	0	0	0	
Melaspileaceae	<i>Melaspilea</i> sp.	0	0	0	0	0	1	0	
Melaspileaceae	<i>Melaspilea viridithallina</i> sp. Nov.	1	0	0	0	0	0	0	
Melaspileaceae	<i>Eremithallus marusae</i> R. Miranda, Gaya & Lücking	0	0	0	0	1	0	0	
Microtheliopsidaceae	<i>Microtheliopsis uleana</i> Müll. Arg.	1	0	0	0	0	0	0	
Monoblastiaceae	<i>Anisomeridium</i> aff. <i>polypori</i>	0	0	0	0	0	1	0	
Monoblastiaceae	<i>Anisomeridium albisedum</i> (Nyl.) R.C. Harris	1	0	0	0	1	1	0	
Monoblastiaceae	<i>Anisomeridium americanum</i> (A. Massal.) R.C. Harris	0	0	0	0	0	1	1	
Monoblastiaceae	<i>Anisomeridium biforme</i> (Borrer) R.C. Harris	0	0	0	0	1	0	0	
Monoblastiaceae	<i>Anisomeridium biformoides</i> R.C. Harris	0	0	0	0	1	0	0	
Monoblastiaceae	<i>Anisomeridium</i> cf. <i>polypori</i>	0	0	0	0	0	1	0	
Monoblastiaceae	<i>Anisomeridium excellens</i> (Nyl.) R.C. Harris new to S hemisphere	0	0	0	0	0	1	0	
Monoblastiaceae	<i>Anisomeridium foliicola</i> R. Sant. & Tibell	1	0	0	0	0	1	0	
Monoblastiaceae	<i>Anisomeridium glaucescens</i> (Müll. Arg.) R.C. Harris	0	0	0	0	0	1	0	
Monoblastiaceae	<i>Anisomeridium griffinii</i> R.C. Harris	0	0	0	0	0	1	0	
Monoblastiaceae	<i>Anisomeridium lateriticum</i> Aptroot & M. Cáceres	1	0	0	0	0	0	0	
Monoblastiaceae	<i>Anisomeridium leptospermum</i> (Zahlbr.) R. C. Harris	1	1	0	0	1	1	1	
Monoblastiaceae	<i>Anisomeridium musaesporoides</i> Etayo & Lücking	1	0	0	0	0	0	0	
Monoblastiaceae	<i>Anisomeridium polycarpum</i> (Müll. Arg.) R.C. Harris	0	0	0	0	0	1	1	
Monoblastiaceae	<i>Anisomeridium</i> sp.	0	0	0	0	1	1	0	
Monoblastiaceae	<i>Anisomeridium subprostans</i> (Nyl.) R.C. Harris	0	1	0	0	0	1	0	
Monoblastiaceae	<i>Anisomeridium tamarindii</i> (Fée) R. C. Harris	0	1	1	0	0	1	0	
Monoblastiaceae	<i>Anisomeridium triseptatum</i> Aptroot & M. Cáceres	1	0	0	0	0	0	0	
Monoblastiaceae	<i>Anisomeridium truncatum</i> (Müll. Arg.) R.C. Harris	0	0	0	0	0	1	0	
Monoblastiaceae	<i>Caprettia amazonensis</i> Bat. & H. Maia	1	1	0	0	0	1	0	
Monoblastiaceae	<i>Megalotremis lateralis</i> Aptroot	0	0	0	0	0	1	0	
Monoblastiaceae	<i>Megalotremis verrucosa</i> (Makhija & Patw.) Aptroot	0	0	0	0	0	1	0	
Monoblastiaceae	<i>Megalotremis flavovulcana</i> (Komposch) Aptroot	0	0	0	0	0	1	0	
Monoblastiaceae	<i>Megalotremis</i> sp.	0	0	0	0	0	1	0	
Mycocaliciaceae	<i>Mycocalicium</i> sp. Nov.	0	0	0	0	0	1	0	
Mycoporaceae	<i>Mycoporum compositum</i> (A. Massal.) R.C. Harris	0	1	1	1	0	1	0	
Mycoporaceae	<i>Mycoporum eschweileri</i> (Müll. Arg.) R.C. Harris	1	1	0	0	0	1	0	
Mycoporaceae	<i>Mycoporum lacteum</i> (Ach. ex Fée) R.C. Harris	0	0	0	0	1	1	0	
Mycoporaceae	<i>Mycoporum pycnocarpoides</i> Mull. Arg	0	0	0	0	1	0	1	
Mycoporaceae	<i>Mycoporum sparsellum</i> Nyl.	0	0	0	0	0	1	0	
Ochrolechiaceae	<i>Ochrolechia africana</i> Vain.	0	1	0	0	1	0	0	

Família	Táxon	Amazônia	Caatinga	Carrasco	Cerradão	Brejo de Altitude	Mata Atlântica	Restinga	continuação
Ochrolechiaceae	<i>Ochrolechia</i> sp.	0	1	0	0	0	0	0	
Opegraphaceae	<i>Cresponea endosulphurea</i> A.A. Menezes, M. Cáceres & Aptroot	0	0	0	1	0	0	0	
Opegraphaceae	<i>Cresponea flavosorediata</i> Aptroot & M. Cáceres	1	0	0	0	0	0	0	
Opegraphaceae	<i>Cresponea leprieurii</i> (Mont.) Egea & Torrente	1	0	0	0	1	0	0	
Opegraphaceae	<i>Cresponea lichenicola</i> Aptroot & M. Cáceres	1	0	0	0	0	1	0	
Opegraphaceae	<i>Cresponea melacheloides</i> (Vain.) Egea & Torrente.	0	0	0	0	0	1	0	
Opegraphaceae	<i>Cresponea nivea</i> sp nov	0	0	0	0	0	1	0	
Opegraphaceae	<i>Cresponea proximata</i> (Nyl.) Egea e Torrente	0	0	0	0	0	1	0	
Opegraphaceae	<i>Opegrapha</i> aff. <i>contracta</i>	0	0	0	0	1	1	0	
Opegraphaceae	<i>Opegrapha</i> aff. <i>cylindrica</i>	0	1	0	0	0	1	0	
Opegraphaceae	<i>Opegrapha</i> aff. <i>quintana</i>	0	1	0	0	1	1	0	
Opegraphaceae	<i>Opegrapha</i> aff. <i>robusta</i>	0	0	0	0	0	1	0	
Opegraphaceae	<i>Opegrapha anguina</i> (Nyl.) Redinger	0	1	0	0	0	1	1	
Opegraphaceae	<i>Opegrapha aperiens</i> Vain.	0	0	0	0	1	0	0	
Opegraphaceae	<i>Opegrapha arabica</i> (Müll. Arg.) Vain.	0	1	0	0	0	0	0	
Opegraphaceae	<i>Opegrapha arthrospora</i> Vain.	1	0	0	0	0	0	0	
Opegraphaceae	<i>Opegrapha atratula</i> Müll. Arg.	0	1	0	0	1	1	0	
Opegraphaceae	<i>Opegrapha aurantiaca</i> B. de Lesd.	0	0	0	0	1	1	0	
Opegraphaceae	<i>Opegrapha bonplandii</i>	0	0	0	0	0	1	0	
Opegraphaceae	<i>Opegrapha</i> cf. <i>aperiens</i> Vain.	0	1	0	0	1	1	0	
Opegraphaceae	<i>Opegrapha</i> cf. <i>arengae</i>	0	0	0	0	0	1	0	
Opegraphaceae	<i>Opegrapha</i> cf. <i>contracta</i>	0	0	0	0	0	1	0	
Opegraphaceae	<i>Opegrapha</i> cf. <i>millegrama</i> ?	0	0	0	0	0	1	0	
Opegraphaceae	<i>Opegrapha</i> cf. <i>robusta</i>	0	0	0	0	1	1	0	
Opegraphaceae	<i>Opegrapha</i> cf. <i>urosperma</i>	0	1	0	0	0	1	0	
Opegraphaceae	<i>Opegrapha circularis</i> sp. Nov.	1	0	0	0	0	0	0	
Opegraphaceae	<i>Opegrapha conipycnidata</i> sp. Nov.	1	0	0	0	0	0	0	
Opegraphaceae	<i>Opegrapha contracta</i> Vain.	0	0	0	0	1	0	0	
Opegraphaceae	<i>Opegrapha cylindrica</i> Raddi	1	1	0	0	1	1	0	
Opegraphaceae	<i>Opegrapha dekeselii</i> Ertz	0	0	0	0	0	1	1	
Opegraphaceae	<i>Opegrapha filicina</i> Mont.	0	0	0	0	0	1	0	
Opegraphaceae	<i>Opegrapha flavocircularis</i> sp. Nov.	1	0	0	0	0	0	0	
Opegraphaceae	<i>Opegrapha</i> lichenicolous	1	0	0	0	0	0	0	
Opegraphaceae	<i>Opegrapha Mazosiae</i> Matzer	0	0	0	0	0	1	0	
Opegraphaceae	<i>Opegrapha prosodea</i> Ach.	1	0	0	0	0	0	0	
Opegraphaceae	<i>Opegrapha riograndensis</i> Redinger	1	0	0	0	0	0	0	

Família	Táxon	Amazônia	Caatinga	Carrasco	Cerradão	Brejo de Altitude	Mata Atlântica	Restinga	continuação
Opegraphaceae	<i>Opegrapha robusta</i> Vain.	0	1	0	0	0	0	0	
Opegraphaceae	<i>Opegrapha serusiauxii</i> Lücking	1	0	0	0	0	0	0	
Opegraphaceae	<i>Opegrapha</i> sp.	1	1	0	0	0	1	0	
Opegraphaceae	<i>Opegrapha subdictyospora</i> M. Cáceres & Aptroot	0	1	0	1	1	1	0	
Opegraphaceae	<i>Opegrapha subvulgata</i> Nyl.	0	0	0	0	0	1	0	
Opegraphaceae	<i>Opegrapha urosperma</i> Fée	0	0	0	0	1	0	0	
Opegraphaceae	<i>Opegrapha vegae</i> R. Sant.	0	0	0	0	0	1	0	
Opegraphaceae	<i>Opegrapha vulgata</i> (Ach.) Ach. (aggr.)	1	0	0	0	0	0	0	
Opegraphaceae	<i>Sclerophyton elegans</i> Eschw.	1	1	0	0	0	1	0	
Opegraphaceae	<i>Sclerophyton muriforme</i> Sparrius	0	1	0	0	0	0	0	
Opegraphaceae	<i>Sclerophyton seriale</i> (Ach.) Sparrius.	1	0	0	0	0	1	0	
Opegraphaceae	<i>Sclerophyton</i> sp.	0	0	0	0	0	1	0	
Pannariaceae	<i>Parmeliella stylophora</i> (Vain.) P.M. Jørg.	0	0	0	0	0	1	0	
Parmeliaceae	<i>Bulbothrix coronata</i>	0	1	0	0	0	0	0	
Parmeliaceae	<i>Bulbothrix erosa</i> sp. Nv.	0	0	0	0	0	1	0	
Parmeliaceae	<i>Bulbothrix leprieurii</i> Aubel	0	0	0	0	0	1	0	
Parmeliaceae	<i>Bulbothrix</i> sp.1	0	0	0	0	0	1	0	
Parmeliaceae	<i>Bulbothrix</i> sp.2	0	0	0	0	0	1	0	
Parmeliaceae	<i>Bulbothrix subdissecta</i> (Nyl.) Hale	0	0	0	0	0	1	0	
Parmeliaceae	<i>Bulbothrix tabacina</i> (Mont. & Bosch) Hale	0	0	0	0	0	1	0	
Parmeliaceae	<i>Bulbothrix ventricosa</i> (Hale & Kurok.) Hale	0	0	0	0	0	1	0	
Parmeliaceae	<i>Canoparmelia amazonica</i> (Nyl.) Elix	1	0	0	0	0	1	0	
Parmeliaceae	<i>Canoparmelia carneopruinata</i> (Zahlbr.) Elix & Hale	0	0	1	1	0	0	0	
Parmeliaceae	<i>Canoparmelia cinerascens</i> (Lynge) Elix & Hale	1	0	0	0	0	1	0	
Parmeliaceae	<i>Canoparmelia crozalsiana</i> (B. de Lesd. ex Harm.) Elix & Hale	0	0	0	0	0	1	0	
Parmeliaceae	<i>Canoparmelia salacinifera</i> (Hale) Elix & Hale	0	0	0	0	0	1	0	
Parmeliaceae	<i>Canoparmelia texana</i> (Tuck.) Elix & Hale	0	0	0	0	0	1	0	
Parmeliaceae	<i>Flavoparmelia capitata</i> sp nov	1	0	0	0	0	1	0	
Parmeliaceae	<i>Flavoparmelia plicata</i> Aptroot & M. Cáceres	1	0	0	0	0	0	0	
Parmeliaceae	<i>Hypotrachyna protochlorina</i> Sipman, Elix & T.H. Nash	0	0	0	0	0	1	0	
Parmeliaceae	<i>Hypotrachyna rhabdiformis</i> (Kurok.) Hale	0	0	0	0	0	1	0	
Parmeliaceae	<i>Hypotrachyna rockii</i> (Zahlbr.) Hale	0	0	0	0	0	1	0	
Parmeliaceae	<i>Parmelinella cinerascens</i> (Lynge) Benatti & Marcelli	0	1	0	0	0	0	0	
Parmeliaceae	<i>Parmelinopsis minarum</i> (Vain.) Elix & Hale	0	0	0	0	0	0	0	
Parmeliaceae	<i>Parmotrema</i> aff. <i>gardneri</i>	0	0	0	0	0	1	0	
Parmeliaceae	<i>Parmotrema austrosinense</i> (Zahlbr.) Hale	0	0	0	0	0	1	0	

Família	Táxon	Amazônia	Caatinga	Carrasco	Cerradão	Brejo de Altitude	Mata Atlântica	Restinga	continuação
Parmeliaceae	<i>Parmotrema clavuliferum</i> (Räsänen) Streiman	0	0	0	0	0	1	0	
Parmeliaceae	<i>Parmotrema cristiferum</i> (Taylor) Hale	0	0	0	0	0	1	0	
Parmeliaceae	<i>Parmotrema dilatatum</i> (Vain.) Hale	1	0	0	0	0	1	0	
Parmeliaceae	<i>Parmotrema dominicanum</i> (Vain.) Hale	0	0	0	0	0	1	0	
Parmeliaceae	<i>Parmotrema gardneri</i> (C.W. Dodge) Sérus.	0	1	1	0	0	0	0	
Parmeliaceae	<i>Parmotrema hypomiltoides</i> (Vain.) Kurok.	0	0	0	0	0	1	0	
Parmeliaceae	<i>Parmotrema mellissii</i> (C.W. Dodge) Hale	0	0	0	0	0	1	0	
Parmeliaceae	<i>Parmotrema overeemii</i> (Zahlbr.) Elix	1	0	0	0	0	0	0	
Parmeliaceae	<i>Parmotrema praesorediosum</i> (Nyl.) Hale	1	1	0	0	0	1	0	
Parmeliaceae	<i>Parmotrema reticulatum</i> (Taylor) M. Choisy	0	0	0	0	0	1	0	
Parmeliaceae	<i>Parmotrema robustum</i> (Degel.) Hale	0	0	0	0	0	1	0	
Parmeliaceae	<i>Parmotrema</i> sp.	0	0	0	0	0	1	0	
Parmeliaceae	<i>Parmotrema subsidiosum</i> (Müll. Arg.) Hale	0	0	0	0	0	1	0	
Parmeliaceae	<i>Parmotrema sulphuratum</i> (Nees & Flot.) Hale	0	0	0	0	0	1	0	
Parmeliaceae	<i>Parmotrema tinctorum</i> (Despr. ex Nyl.) Hale	0	0	0	0	0	1	0	
Parmeliaceae	<i>Parmotrema virensicum</i>	0	0	0	0	0	1	0	
Parmeliaceae	<i>Protoparmelia isidiata</i> Diederich, Aptroot & Sérus.	0	1	0	0	0	1	0	
Parmeliaceae	<i>Protoparmelia multifera</i> (Nyl.) Kantvilas, Papong & Lumbsch	0	1	1	1	1	0	0	
Parmeliaceae	<i>Relicina subabstrusa</i> (Gyeln.) Hale	0	0	1	0	0	0	0	
Parmeliaceae	<i>Relicina abstrusa</i> (Vain.) Hale	1	0	0	0	0	0	0	
Parmeliaceae	<i>Usnea</i> sp.	0	1	0	0	0	0	1	
Parmeliaceae	<i>Xanthoparmelia hypomelaena</i> (Hale) Hale	0	0	0	0	0	1	0	
Parmeliaceae	<i>Xanthoparmelia neocumberlandia</i> T.H. Nash & Elix	0	0	0	0	0	1	0	
Parmeliaceae	<i>Xanthoparmelia neopropaguloides</i> Hale	0	0	0	0	0	1	0	
Parmeliaceae	<i>Xanthoparmelia plittii</i> (Gyeln.) Hale	0	0	0	0	0	1	0	
Peltulaceae	<i>Peltula</i> cf. <i>rodriguezii</i>	0	1	0	0	0	0	0	
Peltulaceae	<i>Peltula corticola</i> Büdel & R. Sant.	0	1	0	0	0	1	0	
Peltulaceae	<i>Peltula euploca</i> (Ach.) Poelt	0	1	0	0	0	0	0	
Peltulaceae	<i>Peltula obscurans</i> (Nyl.) Gyeln.	0	0	0	0	0	1	0	
Pertusariaceae	<i>Pertusaria carneola</i> (Eschw.) Müll. Arg.	0	1	0	0	1	0	0	
Pertusariaceae	<i>Pertusaria</i> cf. <i>flavoisidiata</i>	0	0	0	0	0	1	0	
Pertusariaceae	<i>Pertusaria dehiscens</i> Müll. Arg.	0	1	0	1	0	0	0	
Pertusariaceae	<i>Pertusaria flavens</i> Nyl.	0	1	1	1	1	1	0	
Pertusariaceae	<i>Pertusaria meridionalis</i> var. <i>ochrostoma</i> Müll. Arg.	0	1	0	0	0	0	0	
Pertusariaceae	<i>Pertusaria quassiae</i> (Fée) Nyl.	0	1	1	1	1	1	0	
Pertusariaceae	<i>Pertusaria</i> sp.	1	1	0	0	0	1	0	

Família	Táxon	Amazônia	Caatinga	Carrasco	Cerradão	Brejo de Altitude	Mata Atlântica	Restinga	continuação
Pertusariaceae	<i>Pertusaria tetrathalamia</i> (Fée) Nyl.	0	1	0	0	1	0	0	
Pertusariaceae	<i>Pertusaria tropica</i> Vain.	0	1	0	0	0	1	0	
Pertusariaceae	<i>Pertusaria ventosa</i> Malme	0	1	0	1	0	1	0	
Pertusariaceae	<i>Pertusaria wulfenoides</i> De Lesd.	0	1	0	0	0	0	0	
Phlyctidaceae	<i>Phlyctis brasiliensis</i> Nyl.	1	0	0	0	1	0	0	
Physciaceae	<i>Heterodermia albicans</i> (Pers.) Swinscow & Krog	0	1	0	0	0	0	0	
Physciaceae	<i>Heterodermia dissecta</i>	0	1	0	0	1	0	0	
Physciaceae	<i>Heterodermia galactophylla</i> (Tuck.) W.L. Culb.	0	0	0	0	0	1	0	
Physciaceae	<i>Heterodermia japonica</i> (M. Satô) Swinscow & Krog	1	0	0	0	0	1	0	
Physciaceae	<i>Heterodermia obscurata</i> (Nyl.) Trevis.	0	0	0	0	0	1	0	
Physciaceae	<i>Hyperphyscia adglutinata</i> (Flörke) H. Mayrhofer & Poelt	1	1	0	0	0	0	0	
Physciaceae	<i>Hyperphyscia cochlearis</i> Scutari	1	0	0	0	0	0	0	
Physciaceae	<i>Hyperphyscia cochleata</i>	0	0	0	0	0	1	0	
Physciaceae	<i>Hyperphyscia pyritrocardia</i> (Müll. Arg.) Moberg & Aptroot	1	0	0	0	0	0	0	
Physciaceae	<i>Hypoflavia velloziae</i> (Kalb) Marbach	0	1	0	0	0	0	0	
Physciaceae	<i>Physcia atrostriata</i> Moberg	1	0	0	0	0	1	0	
Physciaceae	<i>Physcia krogiae</i> Moberg	1	1	0	0	0	1	0	
Physciaceae	<i>Physcia poncinsii</i> Hue	1	0	0	0	0	0	0	
Physciaceae	<i>Physcia solediosa</i> (Vain.) Lynge	1	1	0	0	0	0	0	
Physciaceae	<i>Rinodina</i> sp.	0	1	0	0	0	0	0	
Physciaceae	<i>Gassicurtia caririensis</i> M.M.E. Alves, Aptroot & M. Cáceres	0	0	0	0	0	1	0	
Physciaceae	<i>Gassicurtia catasema</i> (Tuck.) Marbach	0	0	0	0	0	0	1	
Physciaceae	<i>Gassicurtia coccinea</i> Fée	1	0	1	1	0	1	0	
Physciaceae	<i>Gassicurtia</i> sp.	0	0	0	0	0	1	0	
Physciaceae	<i>Hafellia</i> aff. <i>richingeri</i>	0	1	0	0	0	0	0	
Physciaceae	<i>Hafellia bahiana</i> (Malme) Sheard	0	1	0	0	0	0	0	
Physciaceae	<i>Hafellia curatellae</i> (Malme) Marbach	0	1	0	0	1	1	0	
Physciaceae	<i>Hafellia demutans</i> (Zahlbr.) Pusswald	0	1	0	0	1	0	0	
Physciaceae	<i>Hafellia desertica</i> Marbach	0	1	1	1	0	0	0	
Physciaceae	<i>Hafellia dissa</i> (Stirt.) H. Mayrhofer & Sheard	0	1	0	0	0	0	0	
Physciaceae	<i>Hafellia parastata</i> (Nyl.) Kalb	0	1	0	1	0	1	0	
Physciaceae	<i>Hafellia pruinosa</i> Marbach & Kalb	0	0	0	0	0	1	0	
Physciaceae	<i>Hafellia richingeri</i>	0	1	0	0	0	0	0	
Physciaceae	<i>Hafellia subnexa</i> Marbach	0	1	0	0	0	0	0	
Physciaceae	<i>Rinodina maculans</i> (Kremp.) Müll.	0	1	0	0	0	0	0	
Physciaceae	<i>Rinodina neglecta</i> Aptroot	0	1	0	1	0	0	0	

Família	Táxon	Amazônia	Caatinga	Carrasco	Cerradão	Brejo de Altitude	Mata Atlântica	Restinga	continuação
Physciaceae	<i>Rinodina sipmanii</i> Aptroot	0	0	0	0	0	1	0	
Pilocarpaceae	<i>Bapalmuia lineata</i> Lücking & Kalb	1	0	0	0	0	0	0	
Pilocarpaceae	<i>Brasilicia brasiliensis</i> (Müll. Arg.) Lücking, Kalb & Sérus.	1	0	0	0	0	0	0	
Pilocarpaceae	<i>Byssolecania fumosonigricans</i> (Müll. Arg.) R. Sant.	1	0	0	0	0	0	0	
Pilocarpaceae	<i>Byssolecania vezdae</i> Kalb & Lücking	1	0	0	0	0	0	0	
Pilocarpaceae	<i>Byssoloma</i> aff. <i>meadii</i> (Tuck.) S. Ekman	0	1	0	1	1	0	0	
Pilocarpaceae	<i>Byssoloma catillariosporum</i> M. Cáceres, M.W.O. Santos & Aptroot	0	0	0	0	0	1	0	
Pilocarpaceae	<i>Byssoloma chlorinum</i> (Vain.) Zahlbr.	1	1	1	1	1	1	0	
Pilocarpaceae	<i>Byssoloma discordans</i> (Vain.) Zahlbr.	0	0	0	0	0	1	0	
Pilocarpaceae	<i>Byssoloma</i> indet.	1	0	0	0	0	0	0	
Pilocarpaceae	<i>Byssoloma leucoblepharum</i> (Nyl.) Vain.	1	0	0	0	1	1	0	
Pilocarpaceae	<i>Byssoloma meadii</i> (Tuck.) S. Ekman	0	0	0	0	1	1	0	
Pilocarpaceae	<i>Byssoloma multipunctatum</i> Lücking	x	0	0	0	0	0	0	
Pilocarpaceae	<i>Byssoloma subdiscordans</i> (Nyl.) P. James	0	1	0	0	0	1	0	
Pilocarpaceae	<i>Byssoloma subpolychromum</i> Vězda	0	0	0	0	0	1	0	
Pilocarpaceae	<i>Byssoloma tricholomum</i> (Mont.) Zahlbr.	0	0	0	0	0	1	0	
Pilocarpaceae	<i>Calopadia bonitensis</i> Cáceres & Lücking	0	0	0	0	1	0	0	
Pilocarpaceae	<i>Calopadia foliicola</i> (Fée) Vězda	0	0	0	0	1	0	0	
Pilocarpaceae	<i>Calopadia fusca</i> (Müll. Arg.) Vězda	1	0	0	0	0	0	0	
Pilocarpaceae	<i>Calopadia granulosa</i> Aptroot & M. Cáceres	1	0	0	0	0	0	0	
Pilocarpaceae	<i>Calopadia perpallida</i> (Nyl.) Vězda	1	0	0	0	1	0	0	
Pilocarpaceae	<i>Calopadia phyllogena</i> (Müll. Arg.) Vězda	1	0	0	0	0	0	0	
Pilocarpaceae	<i>Calopadia pruinosa</i> Lücking & Chaves	0	0	0	0	1	1	0	
Pilocarpaceae	<i>Calopadia puiggarii</i> (Müll. Arg.) Vězda	0	1	0	0	1	0	0	
Pilocarpaceae	<i>Calopadia subcoerulescens</i> (Zahlbr.) Vězda	0	0	0	0	0	1	0	
Pilocarpaceae	<i>Calopadia subfusca</i> Kalb & Vězda	1	0	0	0	0	1	0	
Pilocarpaceae	<i>Eugeniella corallifera</i> (Lücking) Lücking, Sérus. & Kalb	0	0	0	0	1	0	0	
Pilocarpaceae	<i>Eugeniella leucocheila</i> (Tuck.) Lücking, Sérus. & Kalb	0	0	0	0	1	0	0	
Pilocarpaceae	<i>Eugeniella nigrodisca</i> M. Cáceres, D.S. Andrade & Aptroot sp. Nov.	0	0	0	0	0	1	0	
Pilocarpaceae	<i>Eugeniella psychotriae</i> (Müll. Arg.) Lücking, Sérus. & Kalb	1	0	0	0	0	0	0	
Pilocarpaceae	<i>Fellhanera</i> cf. <i>muhlei</i>	1	0	0	0	0	0	0	
Pilocarpaceae	<i>Fellhanera</i> cf. <i>viridisorediata</i>	1	0	0	0	0	0	0	
Pilocarpaceae	<i>Fellhanera fuscatula</i> (Müll. Arg.) Vězda	1	0	0	0	0	1	0	
Pilocarpaceae	<i>Fellhanera gelatinosasp.</i> Nov.	1	0	0	0	0	0	0	
Pilocarpaceae	<i>Fellhanera parvula</i> (Vězda) Vězda	1	0	0	0	0	0	0	
Pilocarpaceae	<i>Fellhanera punctata</i> Lücking	1	0	0	0	0	0	0	

Família	Táxon	Amazônia	Caatinga	Carrasco	Cerradão	Brejo de Altitude	Mata Atlântica	Restinga	continuação
Pilocarpaceae	<i>Fellhanera quinqueseptata</i> sp. Nov.	1	0	0	0	0	0	0	
Pilocarpaceae	<i>Fellhanera raphidophylli</i> (Rehm) Vězda	1	0	0	0	0	0	0	
Pilocarpaceae	<i>Fellhanera rubida</i> (Müll. Arg.)	1	0	0	0	0	0	0	
Pilocarpaceae	<i>Fellhanera</i> sp.	1	1	0	0	0	1	0	
Pilocarpaceae	<i>Fellhanera submicrommata</i> (Vězda) Lücking & Kalb	1	0	0	0	0	0	0	
Pilocarpaceae	<i>Fellhanera subternella</i> (Nyl.) Vězda	1	0	0	0	0	0	0	
Pilocarpaceae	<i>Fellhanera termitophila</i> Aptroot & M. Cáceres	1	0	0	0	0	0	0	
Pilocarpaceae	<i>Lasioloma arachnoideum</i> (Kremp.) R. Sant.	0	0	0	0	0	0	0	
Pilocarpaceae	<i>Loflammia epiphylla</i> (Fée) Lücking & Vězda	1	0	0	0	0	0	0	
Pilocarpaceae	<i>Micarea bacillospora</i> sp. Nov.	1	0	0	0	0	0	0	
Pilocarpaceae	<i>Micarea botryosasp.</i> Nov.	1	0	0	0	0	0	0	
Pilocarpaceae	<i>Micarea gelatinosasp.</i> Nov.	1	0	0	0	0	0	0	
Pilocarpaceae	<i>Micarea pycnidiophora</i> Coppins & P. James	0	0	0	0	0	1	0	
Pilocarpaceae	<i>Micarea</i> sp.	1	0	0	0	0	1	0	
Pilocarpaceae	<i>Micarea stipitata</i> Coppins & P. James	0	0	0	0	0	1	0	
Pilocarpaceae	<i>Micarea termitophila</i> Aptroot & M. Cáceres	1	0	0	0	0	1	0	
Pilocarpaceae	<i>Sporopodium aeruginascens</i> Lücking & Lumbsch	1	0	0	0	0	1	0	
Pilocarpaceae	<i>Sporopodium aurantiacum</i> (Müll. Arg.) Lücking	0	0	0	0	0	1	0	
Pilocarpaceae	<i>Sporopodium phyllocharis</i> (Mont.) A. Massal.	0	0	0	0	0	1	0	
Pilocarpaceae	<i>Sporopodium subflavescens</i> Lücking & Lumbsch	0	0	0	0	0	1	0	
Pilocarpaceae	<i>Sporopodium xantholeucum</i> (Müll. Arg.) Zahlbr.	1	0	0	0	0	0	0	
Pilocarpaceae	<i>Sporopodium antoninianum</i> Elix, Lumbsch & Lücking	1	0	0	0	0	1	0	
Pilocarpaceae	<i>Sporopodium marginatum</i> Lücking & Lumbsch	0	0	0	0	0	1	0	
Pilocarpaceae	<i>Tapellaria malmei</i> R. Sant.	0	0	0	0	0	1	0	
Pilocarpaceae	<i>Tapellaria nana</i> (Fée) R. Sant.	0	0	0	0	1	0	0	
Pilocarpaceae	<i>Tapellaria</i> sp.	0	0	0	0	0	1	0	
Pilocarpaceae	<i>Tapellariopsis</i> sp.	1	0	0	0	0	0	0	
Porinaceae	<i>Myeloconis guyanensis</i> P. M. McCarthy & Elix	1	0	0	0	1	1	0	
Porinaceae	<i>Myeloconis parva</i> P. M. McCarthy & Elix	1	0	0	0	0	0	0	
Porinaceae	<i>Porina</i> "pseudocyphellata"	0	1	0	0	0	0	0	
Porinaceae	<i>Porina aenea</i> (Wallr.) Zahlbr.	1	0	0	0	0	0	0	
Porinaceae	<i>Porina</i> aff. <i>internigrans</i> (Nyl.) Müll. Arg.	0	0	0	0	1	1	0	
Porinaceae	<i>Porina</i> aff. <i>subpungens</i>	0	0	0	0	0	1	0	
Porinaceae	<i>Porina africana</i> Müll. Arg.	1	0	0	0	1	1	0	
Porinaceae	<i>Porina alba</i> (R. Sant.) Lücking	1	0	0	0	0	1	0	
Porinaceae	<i>Porina ambigua</i> Malme	0	0	0	0	0	1	0	

Família	Táxon	Amazônia	Caatinga	Carrasco	Cerradão	Brejo de Altitude	Mata Atlântica	Restinga	continuação
Porinaceae	<i>Porina atlantica</i> (Erichsen) P.M. Jørg.	1	0	0	0	0	0	0	
Porinaceae	<i>Porina cestrensis</i> (Tuck.) Müll. Arg.	0	0	0	0	0	1	0	
Porinaceae	<i>Porina conspersa</i> Malme	1	0	0	0	1	1	0	
Porinaceae	<i>Porina cryptostoma</i> Mont.	0	0	0	0	0	1	0	
Porinaceae	<i>Porina curtula</i> Malme	0	0	0	0	1	1	0	
Porinaceae	<i>Porina distans</i> Vězda & Vivant	1	0	0	0	0	1	0	
Porinaceae	<i>Porina dolichophora</i> (Nyl.) Müll. Arg.	1	0	0	0	0	0	0	
Porinaceae	<i>Porina elegans</i> Malme	0	0	0	0	0	1	0	
Porinaceae	<i>Porina eminentior</i> (Nyl.) P.M. McCarthy	0	0	0	0	0	1	0	
Porinaceae	<i>Porina epilucida</i> Sipman	0	0	0	0	0	1	0	
Porinaceae	<i>Porina epiphylla</i> Fée	1	0	0	0	0	1	0	
Porinaceae	<i>Porina farinosa</i> C. Knight	0	0	0	0	1	1	0	
Porinaceae	<i>Porina fusca</i> Lücking	1	0	0	0	0	1	0	
Porinaceae	<i>Porina guaranitica</i> Malme	0	1	0	0	1	0	0	
Porinaceae	<i>Porina guentheri</i> (Flot.) Zahlbr.	1	0	0	0	0	1	0	
Porinaceae	<i>Porina guianensis</i> Lücking & Vězda	1	0	0	0	0	1	0	
Porinaceae	<i>Porina imitatrix</i> Müll.Arg.	1	0	0	0	1	1	0	
Porinaceae	<i>Porina internigrans</i> Müll.Arg.	1	0	0	0	0	1	0	
Porinaceae	<i>Porina isidioambigua</i> M. Cáceres, M.W.O. Santos & Aptroot	1	0	0	0	0	1	0	
Porinaceae	<i>Porina kamerunensis</i> F. Schill.	1	0	0	0	0	0	0	
Porinaceae	<i>Porina karnatakensis</i> Makhija, Adaw. & Patw.	1	0	0	0	0	0	0	
Porinaceae	<i>Porina lectissima</i> (Fr.) Zahlbr.	0	0	0	0	0	1	0	
Porinaceae	<i>Porina leptalea</i> (Durieau & Mont.) A. L. Sm.	1	0	0	0	0	1	0	
Porinaceae	<i>Porina leptospermoides</i> Müll. Arg.	1	0	0	0	0	0	0	
Porinaceae	<i>Porina linearispora</i> Aptroot & M. Cáceres	1	0	0	0	0	0	0	
Porinaceae	<i>Porina lucida</i> R. Sant.	1	0	0	0	0	0	0	
Porinaceae	<i>Porina mastoidea</i> (Ach.) Müll. Arg.	1	0	0	0	1	1	1	
Porinaceae	<i>Porina maxispora</i> Aptroot & M. Cáceres	1	0	0	0	0	0	0	
Porinaceae	<i>Porina melanops</i> Malme	0	1	0	0	0	0	0	
Porinaceae	<i>Porina nitidula</i> Müll. Arg.	0	0	0	0	0	1	0	
Porinaceae	<i>Porina novemseptatoides</i> Aptroot & M. Cáceres	1	0	0	0	0	0	0	
Porinaceae	<i>Porina nucula</i> Ach.	0	1	0	0	1	1	0	
Porinaceae	<i>Porina nuculastrum</i> (Müll. Arg.) R. C. Harris	1	1	0	0	1	1	0	
Porinaceae	<i>Porina pilifera</i> G. Neuwirth	1	0	0	0	0	0	0	
Porinaceae	<i>Porina pseudepiphylla</i>	0	0	0	0	0	1	0	
Porinaceae	<i>Porina pseudoapplanata</i> Lücking & M. Cáceres	1	0	0	0	0	0	0	

Família	Táxon	Amazônia	Caatinga	Carrasco	Cerradão	Brejo de Altitude	Mata Atlântica	Restinga	continuação
Porinaceae	<i>Porina rubentior</i> (Stirt.) Müll. Arg.	1	0	0	0	0	1	0	
Porinaceae	<i>Porina rubrosphaera</i> R. Sant.	1	0	0	0	0	0	0	
Porinaceae	<i>Porina rudiusscula</i> (Nyl.) Müll. Arg.	0	0	0	0	1	1	0	
Porinaceae	<i>Porina saxoisidiata</i> sp nov	0	0	0	0	0	1	0	
Porinaceae	<i>Porina scabrida</i> R. C. Harris	1	0	0	0	0	1	0	
Porinaceae	<i>Porina</i> sp.	1	1	0	0	0	1	0	
Porinaceae	<i>Porina subepiphylla</i> Lücking & Vězda	0	0	0	0	1	0	0	
Porinaceae	<i>Porina subinterstes</i> (Nyl.) Müll. Arg.	1	0	0	0	0	1	0	
Porinaceae	<i>Porina</i> submastoidiza	0	0	0	0	0	1	0	
Porinaceae	<i>Porina subnucula</i> Lumbsch, Lücking & Vězda	0	0	0	0	0	1	0	
Porinaceae	<i>Porina subpungens</i> (Malme) R.C. Harris	0	0	0	0	1	1	0	
Porinaceae	<i>Porina termitophila</i> Aptroot & M. Cáceres	1	0	0	0	0	0	0	
Porinaceae	<i>Porina tetracerae</i> (Afzel.) Müll. Arg.	1	0	0	0	1	1	1	
Porinaceae	<i>Porina tetralocularis</i> Aptroot	1	0	0	0	0	0	0	
Porinaceae	<i>Porina tijucana</i> Müll. Arg.	0	0	0	0	0	1	0	
Porinaceae	<i>Porina uniseptatorubra</i> sp nov	0	0	0	0	0	1	0	
Porinaceae	<i>Trichothelium angustisporum</i> M. Cáceres & Lücking	0	0	0	0	1	1	0	
Porinaceae	<i>Trichothelium argenteum</i> Lücking & L.I. Ferraro	1	0	0	0	0	1	0	
Porinaceae	<i>Trichothelium bipindense</i> F. Schill.	1	0	0	0	0	0	0	
Porinaceae	<i>Trichothelium</i> cf. <i>angustisporum</i> M. Cáceres & Lücking	0	0	0	0	1	0	0	
Porinaceae	<i>Trichothelium epiphyllum</i> Müll. Arg.	1	0	0	0	0	1	0	
Porinaceae	<i>Trichothelium horridulum</i> (Müll. Arg.) R. Sant.	1	0	0	0	1	0	0	
Porinaceae	<i>Trichothelium minus</i> Vain.	0	0	0	0	0	1	0	
Porinaceae	<i>Trichothelium minutum</i> (Lücking) Lücking	1	0	0	0	0	0	0	
Porinaceae	<i>Trichothelium pallescens</i> (Müll. Arg.) F. Schill	1	0	0	0	0	0	0	
Porinaceae	<i>Trichothelium sipmanii</i> Lücking	1	0	0	0	0	1	0	
Porinaceae	<i>Trichothelium ulei</i> Schilling	1	0	0	0	0	1	0	
Pyrenulaceae	<i>Anthracothecium australiense</i> (Müll. Arg.) Aptroot	0	1	0	0	0	0	0	
Pyrenulaceae	<i>Anthracothecium duplicans</i> (Nyl.) Müll. Arg.	0	1	0	0	0	0	0	
Pyrenulaceae	<i>Anthracothecium prasinum</i> (Eschw.) R. C.	0	0	0	0	0	1	0	
Pyrenulaceae	<i>Distopyrenis composita</i> R.C. Harris	0	0	0	0	0	1	0	
Pyrenulaceae	<i>Lithothelium illotum</i> (Nyl.) Aptroot	0	0	0	0	1	0	0	
Pyrenulaceae	<i>Lithothelium immersum</i> Aptroot & M. Cáceres	1	0	0	0	0	0	0	
Pyrenulaceae	<i>Lithothelium obtectum</i> (Müll. Arg.) Aptroot	0	1	0	0	1	0	0	
Pyrenulaceae	<i>Lithothelium</i> sp.	0	1	0	0	0	0	0	
Pyrenulaceae	<i>Mazaediothecium album</i> Aptroot	0	0	0	0	0	1	0	

Família	Táxon	Amazônia	Caatinga	Carrasco	Cerradão	Brejo de Altitude	Mata Atlântica	Restinga	continuação
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula abditicarpa</i> sp nov	0	0	0	0	0	1	0	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula acutalis</i>	0	0	0	0	0	1	0	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula acutispora</i> Kalb & Hafellner	0	1	0	0	0	0	0	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula</i> aff. <i>balia</i>	0	0	0	0	0	1	0	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula</i> aff. <i>cubana</i>	0	0	0	0	0	1	0	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula</i> aff. <i>occidentalis</i>	0	0	0	0	0	1	0	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula aggregata</i> (Fée) Fée	0	0	1	0	0	1	0	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula aggregataspistea</i> Aptroot & M. Cáceres	1	0	0	0	0	1	0	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula aggregatula</i>	0	0	0	0	0	1	0	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula albohallina</i> Vain.	0	1	0	0	0	1	0	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula anomala</i> (Ach.) Vain.	1	1	1	1	1	1	0	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula arthoniotheca</i> Upreti	1	1	1	0	0	1	0	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula aspistea</i> (Afzel. ex Ach.) Ach.	1	1	1	1	0	1	0	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula astroidea</i> (Fée) R.C. Harris	0	1	0	0	0	1	0	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula aurantioflava</i> sp nov	0	0	0	0	0	1	0	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula bahiana</i> Malme	0	0	0	0	0	0	1	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula balia</i> (Kremp.) R.C. Harris	0	0	0	0	1	1	0	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula bispora</i> Aptroot & M. Cáceres	1	0	0	0	0	0	0	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula brunnea</i> Fée	0	0	0	0	1	0	0	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula carcasana</i> Müll. Arg.	0	1	0	0	0	0	0	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula celaticarpa</i> Aptroot & M. Cáceres	0	0	0	0	0	1	0	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula</i> cf. <i>albothallina</i>	0	0	0	0	0	1	0	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula</i> cf. <i>anomala</i>	0	1	0	0	0	0	0	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula</i> cf. <i>cubana</i> ?	0	0	0	0	0	1	0	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula</i> cf. <i>laetior</i> (velho)	0	1	0	0	0	0	0	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula cinnabarina</i> Aptroot, E.L. Lima & M. Cáceres	0	1	0	0	0	0	0	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula circumfiniens</i> Vain.	0	0	0	0	1	0	0	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula cocoes</i> Müll. Arg.	0	0	0	0	0	1	1	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula complanata</i> (Mont.) Trevis.	0	0	0	0	0	1	0	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula concatervans</i> (Nyl.) R.C. Harris	0	1	0	0	1	0	0	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula confinis</i> (Nyl.) R.C. Harris	1	1	0	1	1	0	0	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula cornutispora</i> Aptroot & M. Cáceres	1	0	0	0	0	0	0	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula corticata</i> (Müll. Arg.) R.C. Harris	1	0	0	0	0	0	0	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula cruenta</i> (Mont.) Vainio.	0	1	0	0	0	1	1	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula cryptocarpa</i> sp nov	0	0	0	0	0	1	0	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula cuyabensis</i> (Malme) R.C. Harris	0	1	0	0	0	0	0	

Família	Táxon	Amazônia	Caatinga	Carrasco	Cerradão	Brejo de Altitude	Mata Atlântica	Restinga	continuação
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula dermatodes</i> (Borrer) Schaer.	0	0	0	0	0	1	1	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula dissimulans</i> (Müll. Arg.) R.C. Harris	0	0	0	0	1	0	0	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula duplicans</i> (Nyl.) Aptroot	0	1	0	0	0	0	0	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula elliptica</i> Müll. Arg.	0	0	0	0	0	1	0	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula gahavisukana</i> Aptroot	0	0	0	0	0	1	0	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula infraleucotrypa</i> Aptroot & M. Cáceres	1	1	1	0	1	1	0	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula inframamillana</i> Aptroot & M. Cáceres	1	0	0	0	1	1	0	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula inspersaspisteae</i> Aptroot & M. Cáceres	1	0	0	0	0	0	0	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula inspersoanomala</i> Aptroot & M. Cáceres	0	0	1	0	0	0	0	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula inspersocollaris</i> sp nov	0	0	0	0	0	1	0	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula laetior</i> Müll. Arg.	1	1	1	0	0	1	1	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula leptaleoides</i> Aptroot & M. Cáceres	1	0	0	0	0	0	0	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula leucotrypa</i> (Nyl.) Upreti	1	1	0	0	0	0	0	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula lineatostroma</i> Aptroot	1	0	0	0	0	0	0	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula macrocarpa</i> A. Massal.	0	1	0	0	0	0	0	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula macularis</i> (Zahlbr.) R. C. Harris	0	1	0	0	0	0	0	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula mamillana</i> (Ach.) Trevis.	1	1	1	1	1	1	0	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula massariospora</i> (Starbäck) R.C. Harris	1	0	0	0	0	0	0	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula micheneri</i> R.C. Harris	1	0	0	0	0	0	0	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula microcarpa</i> Müll. Arg.	0	1	0	0	0	1	0	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula micromma</i> (Mont.) Trevis.	0	0	0	0	0	1	1	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula microtheca</i> R.C. Harris	0	0	0	0	0	1	0	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula minor</i> Fée	1	1	1	0	0	1	0	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula musaespora</i> sp nov	0	0	0	0	0	1	0	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula neosandwicensis</i> Aptroot	0	1	0	0	0	0	0	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula nitidula</i> (Bres.) R.C. Harris	1	1	1	0	0	1	0	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula occidentalis</i> (R.C. Harris) R.C. Harris	0	0	0	0	0	1	0	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula ochraceoflava</i> (Nyl.) R.C. Harris	0	1	0	0	0	1	0	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula ochraceoflavens</i> (Nyl.) R.C. Harris	0	1	0	0	0	0	0	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula papillifera</i> (Nyl.) Aptroot	0	0	0	0	0	1	0	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula paraminarum</i> Aptroot & M. Cáceres	1	0	0	0	0	1	0	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula pleiomera</i> (Nyl.) Zahlbr.	0	0	0	1	0	0	0	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula preluvida</i> (Mont.) Trevis.	0	1	0	0	0	0	0	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula psoriformis</i> Zahlbr. new s hemisphere	1	0	0	0	0	0	0	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula pyrenuloides</i> (Mont.) R.C. Harris	0	1	0	0	1	1	1	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula quassiaecola</i> Fée	0	1	0	0	1	1	0	

Família	Táxon	Amazônia	Caatinga	Carrasco	Cerradão	Brejo de Altitude	Mata Atlântica	Restinga	continuação
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula ravenelii</i> (Tuck.) R.C. Harris	0	0	0	0	0	1	0	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula reginae</i> E.L. Lima, Aptroot & M. Cáceres	0	1	0	0	0	0	0	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula rhomboidea</i> Aptroot & M. Cáceres	1	0	0	0	0	0	0	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula rubrolateralis</i> sp nov	0	0	0	0	0	1	0	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula rubromamillana</i> E.L. Lima, Aptroot & M. Cáceres	0	1	0	0	0	0	0	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula rubronitidula</i> Aptroot & M. Cáceres	1	0	0	0	0	0	0	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula rubrostigma</i> Aptroot & M. Cáceres	1	0	0	0	0	1	0	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula rubrostoma</i> R.C. Harris	1	0	0	0	0	1	0	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula sanguinea</i> Aptroot, M. Cáceres & Lücking	1	0	0	0	0	0	0	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula santensis</i> (Nyl.) Müll. Arg.	0	1	0	0	0	0	0	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula septicollaris</i> (Eschw.) R.C. Harris	0	1	0	0	1	1	0	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula</i> sp.	0	0	0	0	1	1	0	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula spissitunicata</i> Aptroot new to neotropics	0	0	0	0	0	1	0	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula subducta</i> (Nyl.) Müll. Arg.	1	1	0	0	0	1	0	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula subelliptica</i> (Tuck.) R.C. Harris	0	0	0	0	0	1	0	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula subglabrata</i> (Nyl.) Müll. Arg.	0	1	0	0	0	1	0	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula subgregantula</i> Müll. Arg.	0	1	0	0	0	0	0	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula sublaevigata</i> (Patw. & Makhija) Upreti	0	1	0	0	0	0	0	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula subpraelucida</i> Müll. Arg.	0	0	0	0	0	1	0	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula tenuisepta</i> R.C. Harris	0	0	0	0	0	1	0	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula tristissima</i> Vain.	0	0	0	0	0	1	0	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula vernicosa</i> (Kremp.) Müll. Arg.	0	0	0	0	0	0	1	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula viridipyrgillasp.</i> Nov.	1	0	0	0	0	0	0	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula wheeleri</i> R.C. Harris	0	0	0	0	0	1	0	
Pyrenulaceae	<i>Pyrenula xanthoglobulifera</i> Aptroot, Lücking & M. Cáceres	0	1	0	1	0	1	0	
Pyrenulaceae	<i>Pyrgillus javanicus</i> Nyl.	0	0	0	0	0	1	0	
Ramalinaceae	<i>Auricularia byssomorpha</i> (Nyl.) Kalb	0	0	0	0	1	1	0	
Ramalinaceae	<i>Bacidia</i> aff. <i>fluminensis</i>	0	0	0	0	0	1	0	
Ramalinaceae	<i>Bacidia brunneola</i> Malme	1	0	0	0	0	0	0	
Ramalinaceae	<i>Bacidia cuyabensis</i> Malme	0	1	0	0	0	0	0	
Ramalinaceae	<i>Bacidia fluminensis</i> (Malme) Cáceres & Lücking	0	0	0	0	1	0	0	
Ramalinaceae	<i>Bacidia heterochroa</i> (Müll. Arg.) Zahlbr.	0	1	0	0	0	0	0	
Ramalinaceae	<i>Bacidia medialis</i> (Tuck.) Zahlbr.	1	1	0	0	1	1	1	
Ramalinaceae	<i>Bacidia megapotamica</i> Malme	0	0	1	0	0	0	0	
Ramalinaceae	<i>Bacidia multilocularis</i> (Müll. Arg.) Zahlbr.	0	0	0	0	1	0	0	
Ramalinaceae	<i>Bacidia russeola</i> (Kremp.) Zahlbr.	0	1	0	0	1	0	1	

Família	Táxon	Amazônia	Caatinga	Carrasco	Cerradão	Brejo de Altitude	Mata Atlântica	Restinga	continuação
Ramalinaceae	<i>Bacidia schweinitzii</i> (Fr. ex Tuck.) A. Schneid.	0	1	0	0	0	0	0	
Ramalinaceae	<i>Bacidia</i> sp.	1	1	0	0	0	1	0	
Ramalinaceae	<i>Bacidia termitophila</i> Aptroot & M. Cáceres	1	0	0	0	0	0	0	
Ramalinaceae	<i>Bacidia testacea</i> Malme	0	1	0	0	0	0	1	
Ramalinaceae	<i>Bacidina adastrata</i> (Sparrius & Aptroot) M. Hauck & V. Wirth	1	0	0	0	0	1	0	
Ramalinaceae	<i>Bacidina agonimiana</i> sp nov	0	0	0	0	0	1	0	
Ramalinaceae	<i>Bacidina apiahica</i> (Müll. Arg.) Vězda 1991	1	0	0	0	0	1	0	
Ramalinaceae	<i>Bacidina</i> cf. <i>neotropica</i>	1	0	0	0	0	0	0	
Ramalinaceae	<i>Bacidina</i> cf. <i>varia</i> S. Ekman	0	1	0	0	1	1	0	
Ramalinaceae	<i>Bacidina delicata</i> (Larbal. ex Leight.) V. Wirth & Vězda	1	0	0	0	0	0	0	
Ramalinaceae	<i>Bacidina multiseptata</i> Cáceres & Lücking	0	1	0	0	1	0	0	
Ramalinaceae	<i>Bacidina pallidocarpa</i> (Müll. Arg.) Vězda	0	1	0	0	0	0	0	
Ramalinaceae	<i>Bacidina penicillata</i> Aptroot, Cáceres, Lücking & Sparrius	0	1	0	0	0	0	0	
Ramalinaceae	<i>Bacidina</i> sp.	1	1	0	0	0	1	0	
Ramalinaceae	<i>Bacidina</i> sp. Nov.	1	0	0	0	0	0	0	
Ramalinaceae	<i>Bacidiopsis microphyllina</i> Kalb	1	0	0	0	0	1	0	
Ramalinaceae	<i>Bacidiopsis silvicola</i> (Malme) Kalb	1	0	0	0	0	0	0	
Ramalinaceae	<i>Bacidiopsis squamulosula</i> (Nyl.) Kalb	1	0	0	0	0	0	0	
Ramalinaceae	<i>Badimia galbinea</i> (Kremp.) Vězda	1	0	0	0	0	0	0	
Ramalinaceae	<i>Badimia pallidula</i> (Kremp.) Vězda	1	0	0	0	0	0	0	
Ramalinaceae	<i>Crocynia gossypina</i> (Sw.) A. Massal	1	0	0	0	0	1	0	
Ramalinaceae	<i>Crocynia pyxinoides</i> Nyl.	1	0	0	0	0	1	0	
Ramalinaceae	<i>Crustospathula amazonica</i> Aptroot, M. Cáceres & Timdal	1	0	0	0	0	0	0	
Ramalinaceae	<i>Eschatogonia dissecta</i> Timdal & R. Sant.	1	0	0	0	0	1	0	
Ramalinaceae	<i>Eschatogonia marivelensis</i> (Vain.) Kalb	0	0	0	0	0	1	0	
Ramalinaceae	<i>Eschatogonia minuta</i> Timdal & R. Sant.	1	0	0	0	0	0	0	
Ramalinaceae	<i>Eschatogonia prolifera</i> (Mont.) R. Sant.	1	0	0	0	0	0	0	
Ramalinaceae	<i>Lopezaria versicolor</i> (Fée) Kalb & Haf.	0	0	0	0	1	0	0	
Ramalinaceae	<i>Megalaria bengalensis</i> Jagadeesh, Aptroot, G.P. Sinha & Kr.P. Singh	0	0	0	0	0	1	0	
Ramalinaceae	<i>Phyllopsora buettneri</i> (Müll. Arg.) Zahlbr.	1	0	0	0	1	1	0	
Ramalinaceae	<i>Phyllopsora</i> cf. <i>atrocarpa</i>	1	0	0	0	0	0	0	
Ramalinaceae	<i>Phyllopsora</i> cf. <i>lividocarpa</i>	1	0	0	0	0	0	0	
Ramalinaceae	<i>Phyllopsora chlorophaea</i> (Müll. Arg.) Zahlbr.	1	0	0	0	0	0	0	
Ramalinaceae	<i>Phyllopsora cinchonarum</i> (Fée) Timdal	1	0	0	0	0	0	0	
Ramalinaceae	<i>Phyllopsora confusa</i> Swinscow & Krog	0	0	0	0	0	1	0	
Ramalinaceae	<i>Phyllopsora corallina</i> (Eschw.) Müll. Arg.	1	0	0	0	0	0	0	

Família	Táxon	Amazônia	Caatinga	Carrasco	Cerradão	Brejo de Altitude	Mata Atlântica	Restinga	continuação
Ramalinaceae	<i>Phyllopsora crustosa</i> sp. Nov.	1	0	0	0	0	0	0	
Ramalinaceae	<i>Phyllopsora furfuracea</i> Zahlbr.	1	1	0	0	1	1	0	
Ramalinaceae	<i>Phyllopsora intermediella</i> (Nyl.) Zahlbr.	1	0	0	0	1	0	0	
Ramalinaceae	<i>Phyllopsora isidiotyla</i> (Vain.) Riddle	1	0	0	0	0	1	0	
Ramalinaceae	<i>Phyllopsora kalbii</i> Brako	0	1	0	0	0	0	0	
Ramalinaceae	<i>Phyllopsora labriformis</i> Timdal	1	0	0	0	0	0	0	
Ramalinaceae	<i>Phyllopsora leucophyllina</i> (Nyl.) Timdal	1	0	0	0	0	0	0	
Ramalinaceae	<i>Phyllopsora lividocarpa</i> Timdal	1	0	0	0	0	0	0	
Ramalinaceae	<i>Phyllopsora nigrocincta</i> Timdal	1	0	0	0	0	0	0	
Ramalinaceae	<i>Phyllopsora ochroxantha</i> (Nyl.) Zahlbr.	1	0	0	0	0	0	0	
Ramalinaceae	<i>phyllopsora parvifoliella</i> (Nyl.) Müll. Arg.	1	0	0	0	1	0	0	
Ramalinaceae	<i>Phyllopsora soralifera</i> Timdal	1	0	0	0	0	1	0	
Ramalinaceae	<i>Phyllopsora</i> sp.	0	0	0	0	1	1	0	
Ramalinaceae	<i>Phyllopsora atrocarpa</i> Timdal	1	0	0	0	0	0	0	
Ramalinaceae	<i>Phyllopsora pyrromelaena</i> (Tuck.) Swinscow & Krog	0	0	0	0	0	1	0	
Ramalinaceae	<i>Physcidia striata</i> Aptroot, M.Cáceres & Timdal	1	0	0	0	0	0	0	
Ramalinaceae	<i>Ramalina aspera</i> Räsänen	0	0	0	0	0	1	0	
Ramalinaceae	<i>Ramalina cochlearis</i> Zahlbr.	0	1	0	0	0	0	0	
Ramalinaceae	<i>Ramalina denticulata</i> (Eschw.) Nyl.	0	1	0	0	0	0	0	
Ramalinaceae	<i>Ramalina peruviana</i> Ach.	0	0	0	0	0	1	0	
Ramalinaceae	<i>Ramalina sorediosa</i> (B. de Lesd.) Landrón	0	0	0	0	0	1	0	
Ramalinaceae	<i>Ramalina subpollinaria</i> Nyl.	0	0	0	0	0	1	0	
Roccellaceae	<i>Bactrospora intermedia</i> Egea & Torrente	0	0	0	0	0	1	0	
Roccellaceae	<i>Bactrospora jenikii</i> (Vázda) Egea & Torrente	0	1	0	0	0	1	0	
Roccellaceae	<i>Bactrospora macrospora</i> R.C. Harris	0	0	0	0	0	1	0	
Roccellaceae	<i>Bactrospora myriadea</i> (Fée) Egea & Torrente	0	1	0	0	0	1	1	
Roccellaceae	<i>Bactrospora pilosa</i> Sobreira, Aptroot & M. Cáceres	0	0	0	0	1	0	0	
Roccellaceae	<i>Bactrospora</i> sp.	0	0	0	0	0	1	0	
Roccellaceae	<i>Chiodecton complexum</i> Aptroot & M. Cáceres	1	0	0	0	0	1	0	
Roccellaceae	<i>Chiodecton effusum</i> Fée	0	1	0	0	0	0	0	
Roccellaceae	<i>Chiodecton malmei</i> G. Thor	0	1	0	1	0	1	0	
Roccellaceae	<i>Chiodecton minutulum</i>	0	0	0	0	0	1	0	
Roccellaceae	<i>Chiodecton sphaerale</i> Ach.	1	0	1	1	0	1	0	
Roccellaceae	<i>Dichosporidium lanuginosum</i> Aptroot & Lücking	0	0	0	0	1	0	0	
Roccellaceae	<i>Dichosporidium nigrocinctum</i> (Ehrenb.) G. Thor	0	0	0	0	0	1	0	
Roccellaceae	<i>Dirina</i> aff. <i>approximata</i>	0	1	0	1	1	0	0	

Família	Táxon	Amazônia	Caatinga	Carrasco	Cerradão	Brejo de Altitude	Mata Atlântica	Restinga	continuação
Roccellaceae	<i>Enterographa</i> aff. <i>compactula</i> (Nyl.) Redinger	0	0	0	1	0	0	0	
Roccellaceae	<i>Enterographa</i> <i>anguinella</i> (Nyl.) Redinger	0	1	0	1	1	1	0	
Roccellaceae	<i>Enterographa</i> <i>angustissima</i> (Vain.) R. Sant.	1	0	0	0	0	0	0	
Roccellaceae	<i>Enterographa</i> cf. <i>pallidella</i> (Nyl.) Redinger	0	1	0	0	0	0	0	
Roccellaceae	<i>Enterographa</i> <i>chiodectonoides</i> M. Cáceres & Lüicking	0	1	0	0	0	0	0	
Roccellaceae	<i>Enterographa</i> <i>compunctula</i> (Nyl.) Redinger	0	1	0	0	0	1	0	
Roccellaceae	<i>Enterographa</i> <i>kalbii</i> Sparrius	0	1	0	0	0	0	0	
Roccellaceae	<i>Enterographa</i> <i>micrographa</i> (Nyl.) Redinger VER O P!	0	0	0	0	0	0	1	
Roccellaceae	<i>Enterographa</i> <i>pallidella</i> (Nyl.) Redinger	0	0	0	0	0	1	0	
Roccellaceae	<i>Enterographa</i> <i>perez-higaredae</i> Herrera-Camp. & Lüicking	0	0	0	0	0	1	0	
Roccellaceae	<i>Enterographa</i> <i>rotundata</i> M. Cáceres, E.L. Lima & Aptroot	0	1	0	0	0	0	0	
Roccellaceae	<i>Enterographa</i> <i>sipmanii</i> Sparrius	0	1	1	1	0	0	0	
Roccellaceae	<i>Enterographa</i> sp.	0	1	0	0	0	1	0	
Roccellaceae	<i>Enterographa</i> <i>subquassiaecola</i> Cáceres & Lüicking	0	1	1	1	0	1	0	
Roccellaceae	<i>Enterographa</i> <i>subserialis</i> (Nyl.) Redinger	0	1	0	0	0	1	0	
Roccellaceae	<i>Enterographa</i> <i>termitophilasp.</i> Nov.	1	0	0	0	0	0	0	
Roccellaceae	<i>Enterographa</i> <i>zephyri</i> Sparrius	1	0	0	0	0	0	0	
Roccellaceae	<i>Erythrodictyon</i> <i>granulatum</i> (Mont.) G. Thor	1	0	0	0	0	0	0	
Roccellaceae	<i>Erythrodictyon</i> <i>sorediatum</i> sp nov	0	0	0	0	0	1	0	
Roccellaceae	<i>Lecanactis</i> <i>elaocarpa</i> (Nyl.) Tehler	1	1	0	0	0	0	0	
Roccellaceae	<i>Lecanactis</i> <i>epileuca</i>	0	1	0	0	1	1	0	
Roccellaceae	<i>Lecanactis</i> sp.	0	1	0	0	0	0	0	
Roccellaceae	<i>Lecanographa</i> aff. <i>lynceoides</i>	1	0	0	0	0	0	0	
Roccellaceae	<i>Lecanographa</i> <i>lyncea</i> (Sm.) Egea & Torrente	0	1	0	0	1	0	0	
Roccellaceae	<i>Lecanographa</i> <i>lynceoides</i> (Müll. Arg.) Egea & Torrente	1	0	0	0	0	0	0	
Roccellaceae	<i>Lecanographa</i> sp.	0	1	0	0	0	0	0	
Roccellaceae	<i>Mazosia</i> <i>bambusae</i> (Vain.) R. Sant.	1	0	0	0	0	0	0	
Roccellaceae	<i>Mazosia</i> <i>carnea</i> (Eckfeldt) Aptroot & M. Cáceres	0	0	0	0	0	1	0	
Roccellaceae	<i>Mazosia</i> <i>conica</i> Sérus.	0	0	0	0	1	0	0	
Roccellaceae	<i>Mazosia</i> <i>dispersa</i> (J. Hedrick) R. Sant.	1	0	0	0	0	1	0	
Roccellaceae	<i>Mazosia</i> <i>endonigra</i> A.A. Menezes, M. Cáceres & Aptroot	0	0	1	1	1	1	0	
Roccellaceae	<i>Mazosia</i> <i>melanophthalma</i> (Müll. Arg.) R. Sant.	1	0	0	0	0	1	0	
Roccellaceae	<i>Mazosia</i> <i>ocellata</i> (Nyl.) R.C. Harris	0	0	0	0	1	1	0	
Roccellaceae	<i>Mazosia</i> <i>phyllosema</i> (Nyl.) Zahlbr	1	0	0	0	0	1	0	
Roccellaceae	<i>Mazosia</i> <i>pilosa</i> Kalb & Vězda	1	0	0	0	0	1	0	
Roccellaceae	<i>Mazosia</i> <i>pseudobambusae</i> Kalb & Vězda	1	0	0	0	0	0	0	

Família	Táxon	Amazônia	Caatinga	Carrasco	Cerradão	Brejo de Altitude	Mata Atlântica	Restinga	continuação
Roccellaceae	<i>Mazosia rotula</i> (Mont.) A. Massal.	1	0	0	0	0	1	0	
Roccellaceae	<i>Mazosia rubropunctata</i> R. Sant.	1	0	0	0	0	0	0	
Roccellaceae	<i>Mazosia tumidula</i> (Stirt.) Zahlbr.	1	0	0	0	0	0	0	
Roccellaceae	<i>Mazosia verrucosa</i>	0	0	0	0	0	1	0	
Roccellaceae	<i>Mazosia viridescens</i> (Fée) Aptroot & M. Cáceres	0	0	0	0	0	1	1	
Roccellaceae	<i>Neoserגיעa aurata</i> M. Cáceres, Ertz & Aptroot	0	1	0	0	0	0	0	
Roccellaceae	<i>Sigridea leptothallus</i> (Malme) Tehler	1	1	0	0	0	0	0	
Roccellaceae	<i>Syncesia farinacea</i> (Fée) Tehler	0	0	0	0	0	1	0	
Roccellaceae	<i>Syncesia rhizomorpha</i> Tehler	0	0	0	0	0	1	0	
Roccellaceae	<i>Syncesia</i> sp.	0	0	0	0	0	1	0	
Sphinctrinaceae	<i>Pyrgidium montellicum</i> (Beltr.) Tibell	1	0	0	0	0	0	0	
Sphinctrinaceae	<i>Sphinctrina tubiformis</i> A. Massal.	0	1	0	0	0	0	0	
Stereocaulaceae	<i>Lepraria</i> spec.	0	0	0	0	0	1	0	
Stictidaceae	<i>Robergea</i> sp. Nova	0	1	0	0	0	0	0	
Stictidaceae	<i>Thelopsis cruciata</i> Aptroot & M. Cáceres	0	0	0	0	0	1	0	
Stictidaceae	<i>Thelopsis rubella</i> Nyl.	0	1	0	0	0	0	0	
Stictidaceae	<i>Topelia tetraspora</i> Aptroot & M. Cáceres	0	0	0	0	0	1	0	
Stictidaceae	<i>Trinathotrema stictideum</i> (Nyl.) Lücking, R. Miranda & Kalb	0	1	0	0	0	0	0	
Strigulaceae	<i>Strigula americana</i> R.C. Harris	1	1	0	0	1	1	0	
Strigulaceae	<i>Strigula amphora</i> Aptroot & Lücking	0	1	0	0	0	0	0	
Strigulaceae	<i>Strigula griseonitens</i> R.C. Harris	0	0	0	0	0	1	0	
Strigulaceae	<i>Strigula hypothallina</i> R.C. Harris	0	0	0	0	0	1	0	
Strigulaceae	<i>Strigula janeirensis</i> (Müll. Arg.) Lücking	1	0	0	0	0	0	0	
Strigulaceae	<i>Strigula macrocarpa</i> Vain	1	0	0	0	0	0	0	
Strigulaceae	<i>Strigula maculata</i> (Cooke & Masee) R. Sant.	1	0	0	0	0	1	0	
Strigulaceae	<i>Strigula melanobapha</i> (Kremp.) R. Sant.	1	0	0	0	0	0	0	
Strigulaceae	<i>Strigula nemathora</i> Mont.	1	0	0	0	0	1	0	
Strigulaceae	<i>Strigula nitidula</i> Mont.	1	0	0	0	0	1	0	
Strigulaceae	<i>Strigula obtecta</i> (Vain.) R. C. Harris	0	0	0	0	1	0	0	
Strigulaceae	<i>Strigula phaea</i> (Ach.) R.C. Harris	0	0	0	0	1	1	0	
Strigulaceae	<i>Strigula phyllogena</i> (Müll. Arg.) R.C. Harris	1	0	0	0	0	0	0	
Strigulaceae	<i>Strigula platypoda</i> (Müll. Arg.) R.C. Harris	1	0	0	0	0	0	0	
Strigulaceae	<i>Strigula smaragdula</i> Fr.	1	0	0	0	0	1	0	
Strigulaceae	<i>Strigula</i> sp.	1	0	0	0	0	1	0	
Strigulaceae	<i>Strigula stigmatella</i> (Ach.) R. C. Harris	0	1	0	0	0	0	0	
Strigulaceae	<i>Strigula subelegans</i> Vain.	1	0	0	0	0	0	0	

Família	Táxon	Amazônia	Caatinga	Carrasco	Cerradão	Brejo de Altitude	Mata Atlântica	Restinga	continuação
Strigulaceae	<i>Strigula viridiseda</i> (Nyl.) R.C. Harris	0	1	0	0	0	0	0	
Strigulaceae	<i>Strigula ziziphi</i> (A. Massal.) Cl. Roux & Sérus.	0	1	0	0	0	0	0	
Teloschistaceae	<i>Caloplaca aphanotripta</i> (Nyl.) Zahlbr.	0	1	0	0	0	0	0	
Teloschistaceae	<i>Caloplaca bassiae</i> (Ach.) Zahlbr.	1	0	0	0	0	0	0	
Teloschistaceae	<i>Caloplaca boergesenii</i> (Vain.) Zahlbr.	0	1	0	0	0	1	0	
Teloschistaceae	<i>Caloplaca cerina</i> Zahlbr.	0	1	0	0	0	0	0	
Teloschistaceae	<i>Caloplaca chrysophthalma</i> Degel.	0	0	0	0	0	1	0	
Teloschistaceae	<i>Caloplaca cinnabarina</i> (Ach.) Zahlbr	0	1	0	0	0	1	0	
Teloschistaceae	<i>Caloplaca diplacia</i> (Ach.) Riddle	0	1	0	0	0	1	0	
Teloschistaceae	<i>Caloplaca filsoniorum</i> S.Y. Kondr., Kärnefelt & Elix	1	0	0	0	0	0	0	
Teloschistaceae	<i>Caloplaca ochraceofulva</i> (Müll. Arg.) Jatta	0	0	0	0	0	1	0	
Teloschistaceae	<i>Caloplaca</i> sp.	1	1	0	0	0	0	0	
Teloschistaceae	<i>Caloplaca subsoluta</i> (Nyl.) Zahlbr.	0	1	0	0	0	0	0	
Teloschistaceae	<i>Caloplaca vitellinula</i> (Nyl.) H. Olivier aff.	0	1	0	0	0	0	0	
Teloschistaceae	<i>Caloplaca wrightii</i> (Willey) Fink	1	0	0	0	0	1	0	
Teloschistaceae	<i>Teloschistes flavicans</i> (Sw.) Norman	0	0	0	0	0	1	0	
Thelenellaceae	<i>Aspidothelium</i> cf. <i>geminiparum</i>	1	0	0	0	0	0	0	
Thelenellaceae	<i>Aspidothelium geminiparum</i> (Malme) R. Sant.	1	0	0	0	1	0	0	
Thelenellaceae	<i>Julella lactea</i> (A. Massal.) M.E. Barr	0	1	1	0	0	0	0	
Thelenellaceae	<i>Julella vitrispora</i> (Cooke & Harkn.) M.E. Barr	0	0	1	0	0	0	0	
Thelenellaceae	<i>Thelenella lateralis</i> sp nov	0	0	0	0	0	1	0	
Thelenellaceae	<i>Thelenella luridella</i> (Nyl.) H. Mayrhofer	0	1	0	0	0	0	0	
Thelenellaceae	<i>Thelenella paraguayensis</i> Malme	0	1	0	0	0	1	0	
Trapeliaceae	<i>Trapelia coarctata</i> (Turner) M. Choisy	0	0	0	0	0	1	0	
Trapeliaceae	<i>Trapelia glebulosa</i> (Sm.) J.R. Laundon	0	0	0	0	0	1	0	
Trapeliaceae	<i>Trapeliopsis flexuosa</i> (Fr.) Coppins & P. James	0	0	0	0	0	1	0	
Trapeliaceae	<i>Trapeliopsis</i> sp.	1	0	0	0	0	0	0	
Trypetheliaceae	<i>Architrypethelium nitens</i> (Fée) Aptroot	0	1	0	0	0	0	0	
Trypetheliaceae	<i>Architrypethelium uberinum</i> (Fée) Aptroot	0	0	0	0	1	0	0	
Trypetheliaceae	<i>Astrothelium aeneoides</i> Aptroot	0	0	0	0	0	0	1	
Trypetheliaceae	<i>Astrothelium aeneum</i> (Eschw.) Aptroot & Lücking	1	1	1	1	1	1	1	
Trypetheliaceae	<i>Astrothelium</i> aff. <i>leucothelium</i> Nyl.	0	0	0	0	1	0	0	
Trypetheliaceae	<i>Astrothelium annulare</i> (Spreng.) Aptroot & Lücking comb. nov.	0	0	0	0	1	0	0	
Trypetheliaceae	<i>Astrothelium atroskorioides</i>	1	0	0	0	0	0	0	
Trypetheliaceae	<i>Astrothelium aurantiacoflavescens</i> sp. Nov.	1	0	0	0	0	0	0	
Trypetheliaceae	<i>Astrothelium bicolor</i>	1	0	0	0	0	1	0	

Família	Táxon	Amazônia	Caatinga	Carrasco	Cerradão	Brejo de Altitude	Mata Atlântica	Restinga	continuação
Trypetheliaceae	<i>Astrothelium bivelum</i> sp. Nov.	1	0	0	0	0	0	0	
Trypetheliaceae	<i>Astrothelium cartilagineum</i> (Fée) Aptroot & Lücking comb. nov.	1	1	0	0	0	0	0	
Trypetheliaceae	<i>Astrothelium</i> cf. <i>aeneum</i>	1	0	0	0	0	0	0	
Trypetheliaceae	<i>Astrothelium</i> cf. <i>auratum</i>	0	0	0	0	0	1	0	
Trypetheliaceae	<i>Astrothelium</i> cf. <i>cinnamomeum</i>	1	0	0	0	0	1	0	
Trypetheliaceae	<i>Astrothelium</i> cf. <i>confusum</i>	0	0	0	0	0	1	0	
Trypetheliaceae	<i>Astrothelium</i> cf. <i>crassum</i>	0	0	0	0	1	0	0	
Trypetheliaceae	<i>Astrothelium</i> cf. <i>eustomum</i>	1	0	0	0	0	0	0	
Trypetheliaceae	<i>Astrothelium</i> cf. <i>galbineum</i>	1	0	0	0	0	1	0	
Trypetheliaceae	<i>Astrothelium</i> cf. <i>inspersaeneum</i>	0	0	0	0	0	1	0	
Trypetheliaceae	<i>Astrothelium</i> cf. <i>interjectum</i>	1	0	0	0	0	0	0	
Trypetheliaceae	<i>Astrothelium</i> cf. <i>marcidum</i>	1	0	0	0	0	0	0	
Trypetheliaceae	<i>Astrothelium</i> cf. <i>scoria</i>	1	0	0	0	0	0	0	
Trypetheliaceae	<i>Astrothelium</i> cf. <i>subvariolosum</i>	1	0	0	0	0	0	0	
Trypetheliaceae	<i>Astrothelium</i> cf. <i>versicolor</i>	0	0	0	0	0	1	0	
Trypetheliaceae	<i>Astrothelium cinnamomeum</i> (Eschw.) Müll. Arg.	1	1	0	0	0	1	1	
Trypetheliaceae	<i>Astrothelium confusum</i> Müll. Arg.	1	0	0	0	0	1	0	
Trypetheliaceae	<i>Astrothelium conicum</i> Eschw.	1	0	1	1	0	1	0	
Trypetheliaceae	<i>Astrothelium consimile</i> (Müll. Arg.) Aptroot & Lücking	1	0	0	0	0	0	0	
Trypetheliaceae	<i>Astrothelium crassum</i> (Fée) Aptroot	1	0	0	0	0	1	0	
Trypetheliaceae	<i>Astrothelium curvatum</i>	0	0	0	0	0	1	0	
Trypetheliaceae	<i>Astrothelium curvisporum</i> sp. Nov.	1	0	0	0	0	0	0	
Trypetheliaceae	<i>Astrothelium decemseptatum</i> sp. Nov.	1	0	0	0	0	0	0	
Trypetheliaceae	<i>Astrothelium defossum</i>	1	0	0	0	0	0	0	
Trypetheliaceae	<i>Astrothelium degenerans</i> (Vain.) R.C. Harris	0	1	0	1	0	1	0	
Trypetheliaceae	<i>Astrothelium disjunctum</i> sp. Nov.	1	0	0	0	0	0	0	
Trypetheliaceae	<i>Astrothelium duplex</i> sp. Nov. é sp. Nov mesmo?	1	0	0	0	0	0	0	
Trypetheliaceae	<i>Astrothelium erubescens</i>	1	0	0	0	0	1	0	
Trypetheliaceae	<i>Astrothelium eumultiseptatum</i> sp. Nov.	0	0	0	0	0	1	0	
Trypetheliaceae	<i>Astrothelium eustomum</i> (Mont.) Müll. Arg.	1	0	0	0	0	1	1	
Trypetheliaceae	<i>Astrothelium eustomuralesp.</i> Nov.	1	0	0	0	0	0	0	
Trypetheliaceae	<i>Astrothelium feei</i> (C.F.W. Meissn.) Aptroot	0	1	0	0	0	1	0	
Trypetheliaceae	<i>Astrothelium floridanum</i> Zahlbr. ex M. Choisy	0	0	0	0	0	0	1	
Trypetheliaceae	<i>Astrothelium galbineum</i> Kremp.	1	0	0	0	0	1	0	
Trypetheliaceae	<i>Astrothelium grossum</i>	0	0	0	0	0	0	1	
Trypetheliaceae	<i>Astrothelium inspersaeneum</i> Aptroot & M. Cáceres	1	1	0	0	0	1	1	

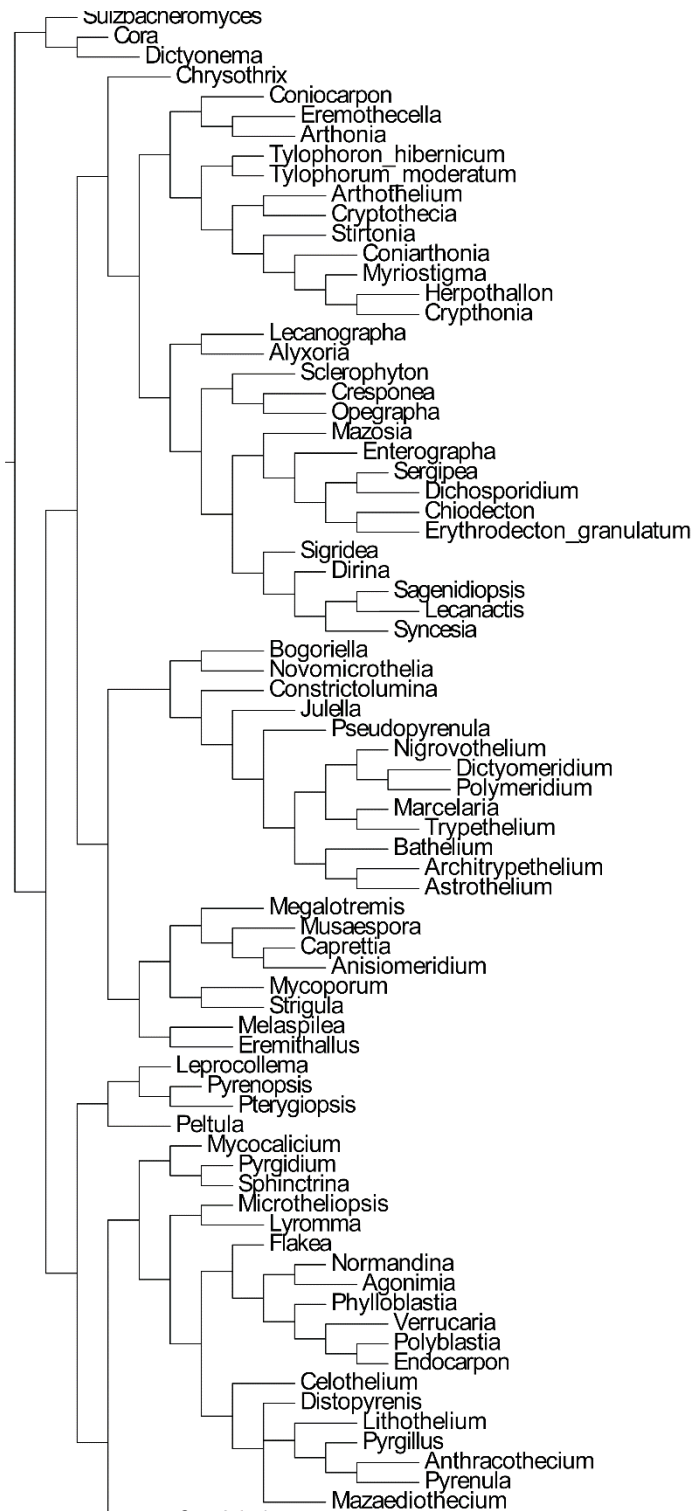
Família	Táxon	Amazônia	Caatinga	Carrasco	Cerradão	Brejo de Altitude	Mata Atlântica	Restinga	continuação
Trypetheliaceae	<i>Astrothelium inpersothelotremoidessp.</i> Nov.	1	0	0	0	0	0	0	
Trypetheliaceae	<i>Astrothelium interjectum</i> R.C. Harris	1	0	0	0	0	0	1	
Trypetheliaceae	<i>Astrothelium leptoseptatumsp.</i> Nov.	0	0	0	0	0	1	0	
Trypetheliaceae	<i>Astrothelium leucosessile</i>	0	0	0	0	0	0	1	
Trypetheliaceae	<i>Astrothelium macrocarpum</i> (Fée) Aptroot & Lücking	0	0	0	0	0	0	1	
Trypetheliaceae	<i>Astrothelium marcidum</i> (Fée) Aptroot & Lücking comb. nov.	0	1	0	0	1	1	1	
Trypetheliaceae	<i>Astrothelium megaspermum</i> (Mont.) Aptroot & Lücking	0	1	0	0	1	1	0	
Trypetheliaceae	<i>Astrothelium meiophorum</i> (Nyl.) Aptroot & Lücking comb. nov.	0	0	0	0	0	0	1	
Trypetheliaceae	<i>Astrothelium neogalbineum</i> (R.C. Harris) Aptroot & Lücking comb. nov.	1	1	0	1	0	0	1	
Trypetheliaceae	<i>Astrothelium neoinspersum</i>	0	0	0	0	0	0	1	
Trypetheliaceae	<i>Astrothelium nigrumsp.</i> Nov.	1	0	0	0	0	0	0	
Trypetheliaceae	<i>Astrothelium nitidiusculum</i> (Nyl.) Aptroot & Lücking comb. nov.	1	1	1	1	1	1	1	
Trypetheliaceae	<i>Astrothelium novemseptatumsp.</i> Nov.	1	0	0	0	0	0	0	
Trypetheliaceae	<i>Astrothelium obscurum</i> Müll. Arg.	1	0	0	0	0	1	0	
Trypetheliaceae	<i>Astrothelium ocellatum</i> Malme	0	0	0	0	1	0	0	
Trypetheliaceae	<i>Astrothelium ochroleucum</i> aggr.	1	0	0	0	0	0	0	
Trypetheliaceae	<i>Astrothelium ochrothelium</i> (Nyl.) Müll. Arg.	1	0	0	0	0	1	1	
Trypetheliaceae	<i>Astrothelium octoseptatumsp.</i> Nov.	1	0	0	0	0	0	0	
Trypetheliaceae	<i>Astrothelium phlyctaenum</i> (Fée) Aptroot & Lücking comb. nov.	1	1	0	0	1	1	1	
Trypetheliaceae	<i>Astrothelium phlyctaenumi</i> ned.	0	0	0	0	0	1	0	
Trypetheliaceae	<i>Astrothelium platystomum</i>	1	0	0	0	0	0	0	
Trypetheliaceae	<i>Astrothelium puiggarii</i> (Müll. Arg.) Aptroot & Lücking	1	0	0	0	0	1	0	
Trypetheliaceae	<i>Astrothelium quatroseptatumsp.</i> Nov.	1	0	0	0	0	0	0	
Trypetheliaceae	<i>Astrothelium rufescens</i> (Müll. Arg.) Aptroot & Lücking	0	0	0	0	0	1	1	
Trypetheliaceae	<i>Astrothelium scoria</i> (Fée) Aptroot & Lücking comb. nov.	1	0	0	0	0	1	0	
Trypetheliaceae	<i>Astrothelium scorioides</i> Nyl.	1	0	0	0	1	1	0	
Trypetheliaceae	<i>Astrothelium sepultum</i> Mont.	0	0	0	0	0	1	0	
Trypetheliaceae	<i>Astrothelium solitariumsp.</i> Nov.	1	0	0	0	0	0	0	
Trypetheliaceae	<i>Astrothelium</i> sp.	1	0	0	0	1	1	0	
Trypetheliaceae	<i>Astrothelium sphaerioides</i> (Mont.) Aptroot & Lücking	0	0	0	0	1	0	0	
Trypetheliaceae	<i>Astrothelium stromatofluorescenssp.</i> Nov.	1	0	0	0	0	0	0	
Trypetheliaceae	<i>Astrothelium subaequans</i> Müll. Arg.	0	0	0	0	1	1	0	
Trypetheliaceae	<i>Astrothelium subdiscretum</i> (Nyl.) Aptroot & Lücking	0	0	0	0	0	0	1	
Trypetheliaceae	<i>Astrothelium subdisjunctum</i> (Müll. Arg.) Aptroot & Lücking	1	0	0	0	0	1	0	
Trypetheliaceae	<i>Astrothelium supraclandestinumsp.</i> Nov.	1	0	0	0	0	0	0	
Trypetheliaceae	<i>Astrothelium tenue</i> (Aptroot) Aptroot & Lücking	0	0	0	0	0	1	0	

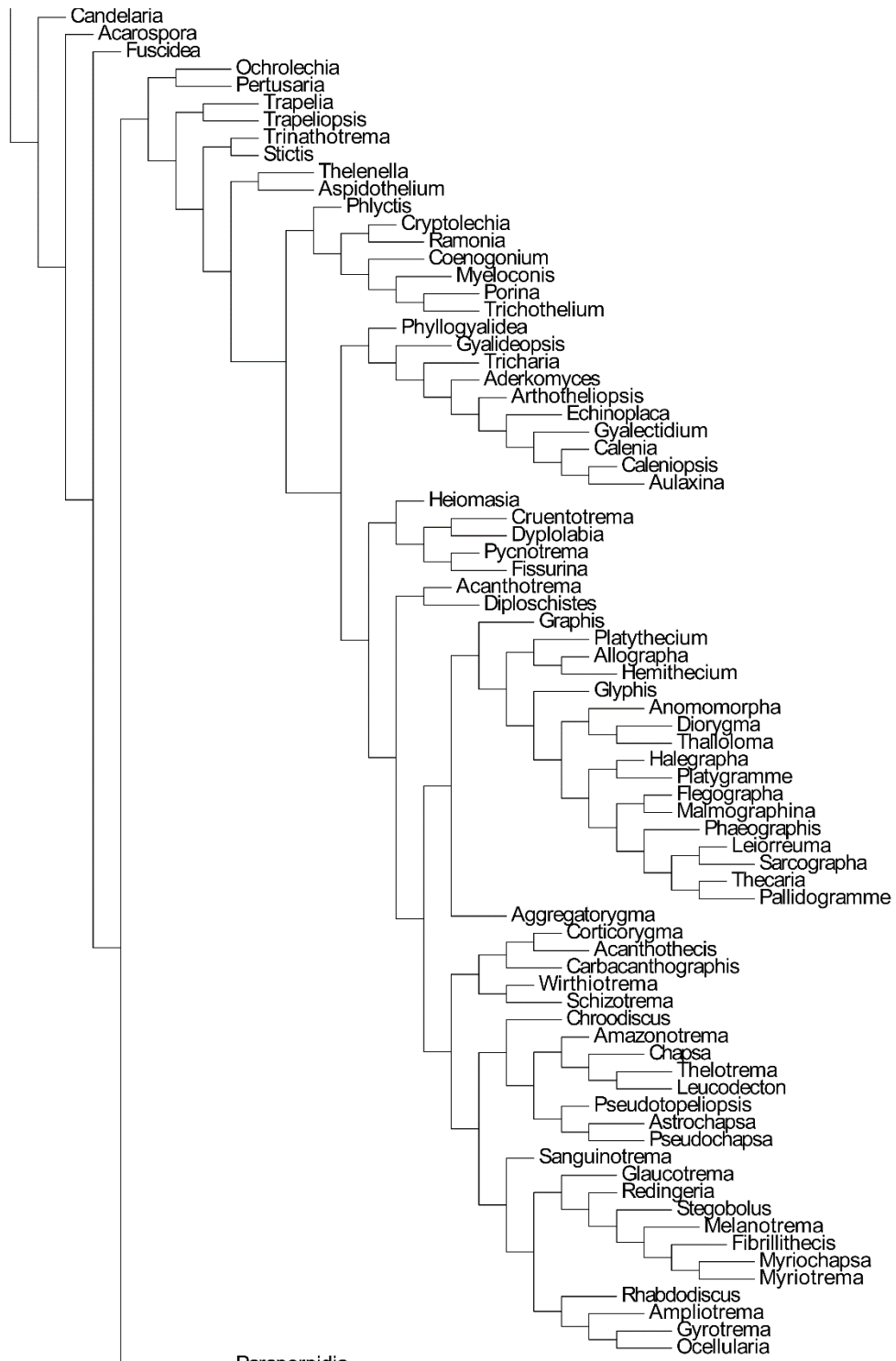
Família	Táxon	Amazônia	Caatinga	Carrasco	Cerradão	Brejo de Altitude	Mata Atlântica	Restinga	continuação
Trypetheliaceae	<i>Novomicrothelia megaspora</i> (Aptroot & M. Cáceres) Aptroot, Nelsen & Lücking	1	0	0	0	0	0	0	
Trypetheliaceae	<i>Novomicrothelia oleosa</i> (Aptroot) Aptroot, Nelsen & Lücking	1	1	1	0	0	0	0	
Trypetheliaceae	<i>Polymeridium</i> aff. <i>julelloides</i>	0	1	0	0	0	0	0	
Trypetheliaceae	<i>Polymeridium albidoreagens</i> Aptroot, A. A. Menezes & M. Cáceres	1	0	1	1	0	1	0	
Trypetheliaceae	<i>Polymeridium albidum</i> (Müll.Arg.) R. C.Harris	0	1	1	1	0	1	0	
Trypetheliaceae	<i>Polymeridium albocinereum</i> (Krempelh.) R. C. Harris	0	1	1	0	0	1	0	
Trypetheliaceae	<i>Polymeridium alboflavescens</i> Aptroot	1	1	1	1	0	0	0	
Trypetheliaceae	<i>Polymeridium albopruinosum</i> (Makhija & Patw.) Aptroot	0	1	1	1	0	0	0	
Trypetheliaceae	<i>Polymeridium bengoanum</i> (Vain.) Aptroot	0	1	1	1	0	0	0	
Trypetheliaceae	<i>Polymeridium brachysporum</i> (Malme) Aptroot	0	0	1	1	0	1	0	
Trypetheliaceae	<i>Polymeridium catapastoides</i> Aptroot	0	0	1	1	0	1	0	
Trypetheliaceae	<i>Polymeridium catapastum</i> (Nyl.) R.C. Harris	0	1	1	1	0	1	1	
Trypetheliaceae	<i>Polymeridium</i> cf. <i>alboflavescens</i>	0	1	0	0	0	0	0	
Trypetheliaceae	<i>Polymeridium</i> cf. <i>amylosporum</i>	0	0	0	0	0	1	0	
Trypetheliaceae	<i>Polymeridium</i> cf. <i>neblinae</i>	0	0	0	0	0	1	0	
Trypetheliaceae	<i>Polymeridium</i> cf. <i>pleiomerellum</i>	0	1	0	0	0	0	0	
Trypetheliaceae	<i>Polymeridium chioneum</i> (Mont.) R.C. Harris	0	1	0	1	0	0	0	
Trypetheliaceae	<i>Polymeridium cinereonigricans</i> (Vain.) R.C. Harris	0	1	0	0	0	0	0	
Trypetheliaceae	<i>Polymeridium contendens</i> (Nyl.) R. C. Harris	0	0	1	0	0	1	0	
Trypetheliaceae	<i>Polymeridium costaricense</i> Aptroot	0	0	1	1	0	0	0	
Trypetheliaceae	<i>Polymeridium dithecium</i> R.C. Harris	0	1	1	0	0	0	0	
Trypetheliaceae	<i>Polymeridium inspersum</i> Aptroot	0	0	1	1	0	1	0	
Trypetheliaceae	<i>Polymeridium jordani</i> (C.W. Dodge) Aptroot	0	1	1	1	0	0	0	
Trypetheliaceae	<i>Polymeridium julelloides</i> E. L. Lima, M. Cáceres & Aptroot	0	1	0	0	0	0	0	
Trypetheliaceae	<i>Polymeridium longiflavens</i> Aptroot, C. Mendonça & M. Cáceres	0	0	0	0	0	1	0	
Trypetheliaceae	<i>Polymeridium microsporium</i> (Makhija & Patw.) Aptroot	0	0	1	1	0	0	0	
Trypetheliaceae	<i>Polymeridium multifforme</i> Aptroot	0	1	1	1	0	0	0	
Trypetheliaceae	<i>Polymeridium multiseptatum</i> Aptroot, A.A. Menezes & Cáceres	0	0	1	1	0	0	0	
Trypetheliaceae	<i>Polymeridium neblinae</i> R.C. Harris	0	0	0	0	0	1	1	
Trypetheliaceae	<i>Polymeridium pleiomerellum</i> (Müll. Arg.) R. C. Harris	0	1	0	1	0	0	0	
Trypetheliaceae	<i>Polymeridium quinqueseptatum</i> (Nyl.) R.C. Harris	0	1	1	1	0	0	0	
Trypetheliaceae	<i>Polymeridium siamense</i> (Vain.) Aptroot	0	0	1	1	0	0	1	
Trypetheliaceae	<i>Polymeridium</i> sp.	0	1	0	0	1	0	0	
Trypetheliaceae	<i>Polymeridium stramineoatrum</i> (Vain.) Aptroot	0	1	0	0	0	0	1	
Trypetheliaceae	<i>Polymeridium subcinereum</i> (Nyl.) R. C. Harris	0	1	1	0	0	1	1	
Trypetheliaceae	<i>Polymeridium subvirescens</i> (Leight.) Aptroot	1	0	0	0	0	0	0	

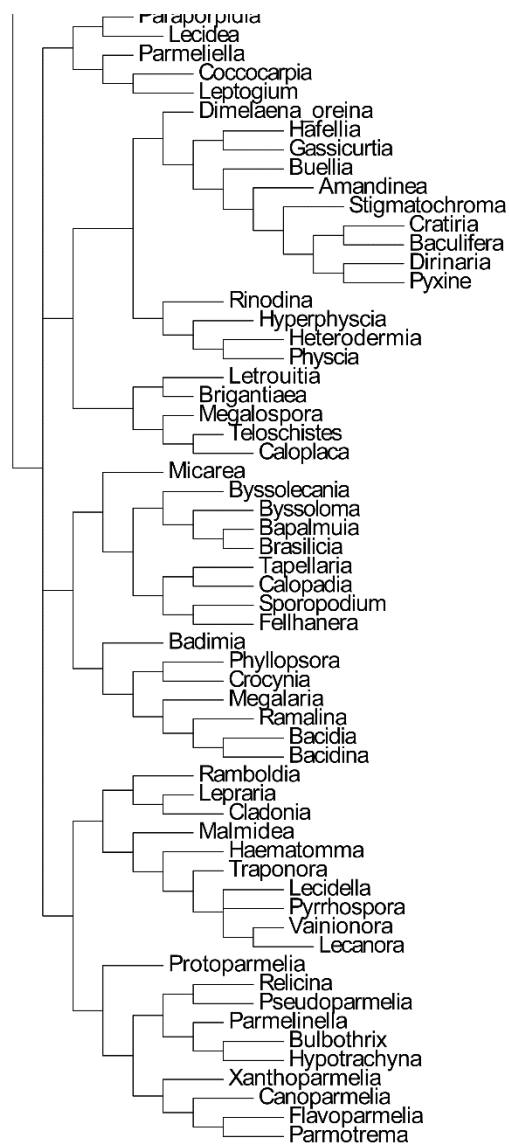
Família	Táxon	Amazônia	Caatinga	Carrasco	Cerradão	Brejo de Altitude	Mata Atlântica	Restinga	continuação
Trypetheliaceae	<i>Polymeridium suffusum</i> (C. Knight) Aptroot	1	0	1	1	0	0	1	
Trypetheliaceae	<i>Polymeridium xanthoreagens</i> Aptroot	0	0	0	0	0	1	0	
Trypetheliaceae	<i>Pseudopyrenula americana</i>	0	1	0	0	0	0	0	
Trypetheliaceae	<i>Pseudopyrenula cerei</i> Vain.	0	0	0	0	0	0	1	
Trypetheliaceae	<i>Pseudopyrenula diluta</i> (Fée) Müll. Arg.	0	0	0	0	0	1	0	
Trypetheliaceae	<i>Pseudopyrenula flavoreagens</i> sp. Nov.	1	0	0	0	0	0	0	
Trypetheliaceae	<i>Pseudopyrenula multiseptata</i> sp. Nv	0	0	0	0	0	1	0	
Trypetheliaceae	<i>Pseudopyrenula</i> sp.	0	1	0	0	0	1	0	
Trypetheliaceae	<i>Pseudopyrenula subgregaria</i> Müll. Arg.	1	0	0	0	0	1	1	
Trypetheliaceae	<i>Pseudopyrenula subnudata</i> Müll. Arg.	0	1	0	0	1	1	0	
Trypetheliaceae	<i>Trypethelium astroideum</i>	0	0	0	0	0	0	1	
Trypetheliaceae	<i>Trypethelium eluteriae</i> Spreng.	1	1	1	1	1	1	1	
Trypetheliaceae	<i>Trypethelium foveolatum</i> Müll. Arg.	0	0	0	0	0	1	0	
Trypetheliaceae	<i>Trypethelium globolucidum</i> Aptroot, L. I. Ferraro & M. Cáceres	0	0	0	0	0	1	0	
Trypetheliaceae	<i>Trypethelium krempehuberi</i> Makhija & Patw.	0	0	0	0	0	0	1	
Trypetheliaceae	<i>Trypethelium luteolucidum</i> sp. nv.	0	1	0	0	0	0	0	
Trypetheliaceae	<i>Trypethelium ochroleucum</i> (Eschw.) Nyl.	0	1	0	0	0	1	1	
Trypetheliaceae	<i>Trypethelium platystomum</i> Mont.	1	0	0	0	0	1	0	
Trypetheliaceae	<i>Trypethelium</i> sp.	0	1	0	0	0	1	0	
Trypetheliaceae	<i>Trypethelium subeluteriae</i> (Esch.) Nyl.	0	1	1	1	1	1	1	
Trypetheliaceae	<i>Muscaespora epiphylla</i> (R. Sant.) R. C. Harris	0	0	0	0	1	0	0	
Trypetheliaceae	<i>Muscaespora kalbii</i> Lücking & Sérus.	0	0	0	0	0	1	0	
Verrucariaceae	<i>Agonimia opuntiella</i> (Buschardt & Poelt) Vězda	0	0	0	0	0	1	0	
Verrucariaceae	<i>Agonimia pacifica</i> (H. Harada) Diederich	0	0	0	0	0	1	0	
Verrucariaceae	<i>Agonimia papillata</i> (O.E. Erikss.) Diederich & Aptroot	1	0	0	0	0	0	0	
Verrucariaceae	<i>Agonimia tenuiloba</i> Aptroot & M. Cáceres	1	0	0	0	0	1	0	
Verrucariaceae	<i>Agonimia tristicula</i> (Nyl.) Zahlbr	1	1	0	0	0	0	0	
Verrucariaceae	<i>Endocarpon pallidulum</i> (Nyl.) Nyl.	1	1	0	0	0	1	0	
Verrucariaceae	<i>Flakea papillata</i> O. E. Erikss.	1	0	0	0	0	1	0	
Verrucariaceae	<i>Phylloblastia amazonica</i> Kalb & Vězda	1	0	0	0	0	0	0	
Verrucariaceae	<i>Polyblastia philaea</i> Zschacke	0	1	0	0	0	0	0	
Verrucariaceae	<i>Verrucaria murina</i> Leight.	0	0	0	0	0	1	0	
Verrucariaceae	<i>Verrucaria</i> sp.	0	1	0	0	0	1	0	
Verrucariaceae	<i>Normandina pulchella</i> (Borrer) Nyl.	0	0	0	0	0	1	0	

Fonte: SpeciesLink; Herbário ISE; Herbário URM; Lima, E. L.; Contato pessoal com outros liquenólogos, 2013 a 2018.

APÊNDICE B — ÁRVORE FILOGENÉTICA CONSTRUÍDA NO FORMATO NEWICK BASEADA NA LITERATURA ATUAL SOBRE A CLASSIFICAÇÃO DE LIQUENS.



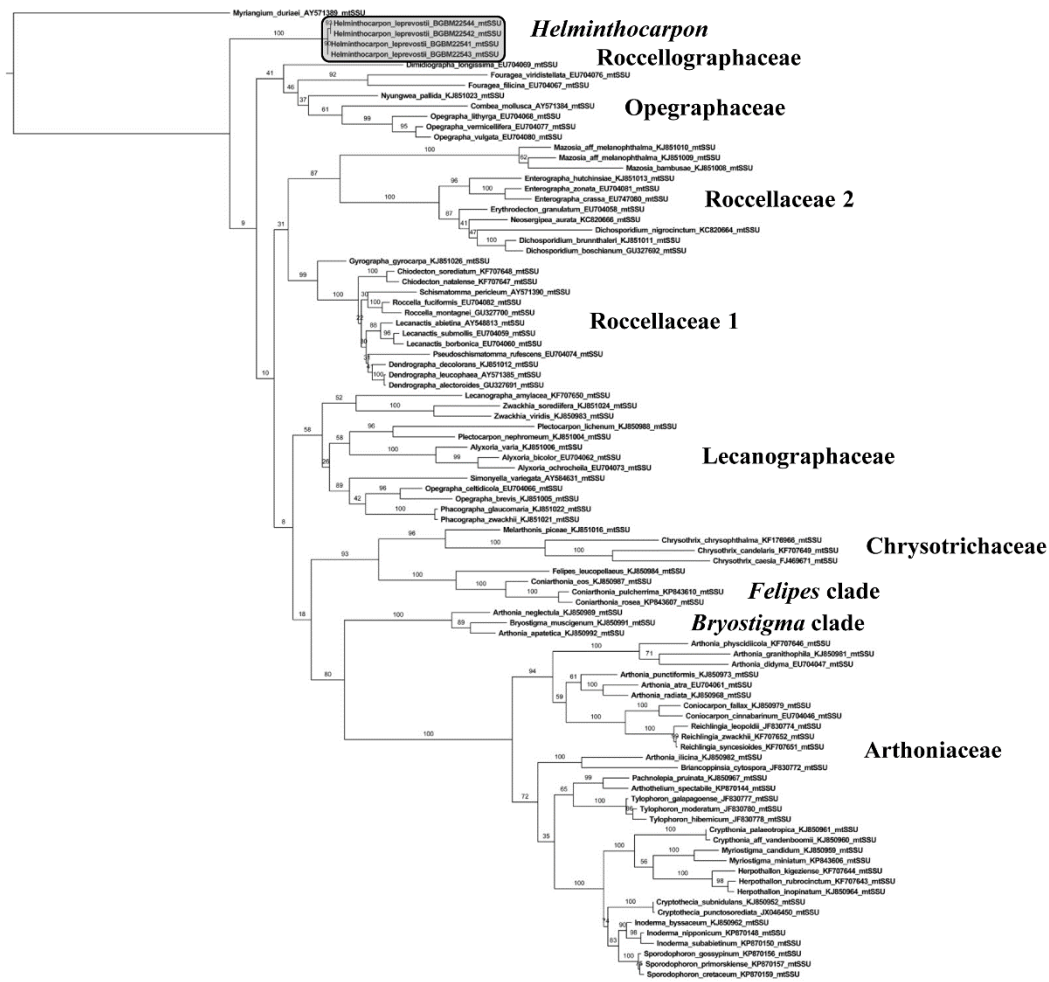




40

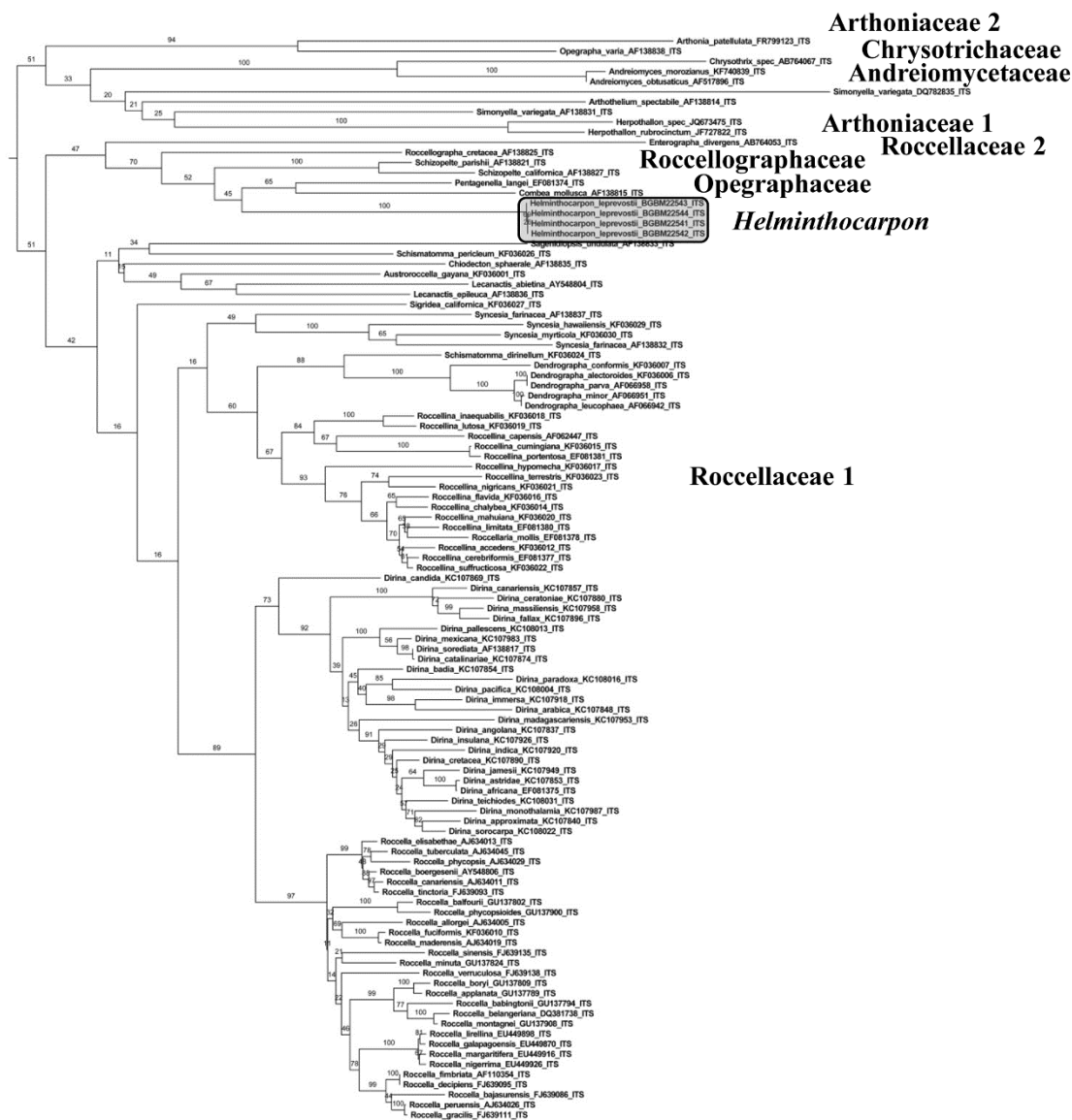
Fonte: Lima, E. L., em preparação, 2018.

APÊNDICE C — ÁRVORE FILOGÉTICA DE LIQUENS OBTIDA A PARTIR DE ANÁLISE DE MÁXIMA VEROSSIMILHANÇA, CONSIDERANDO O ALINHAMENTO DE SEQUÊNCIAS DE MTSSU COM 1083 BP.



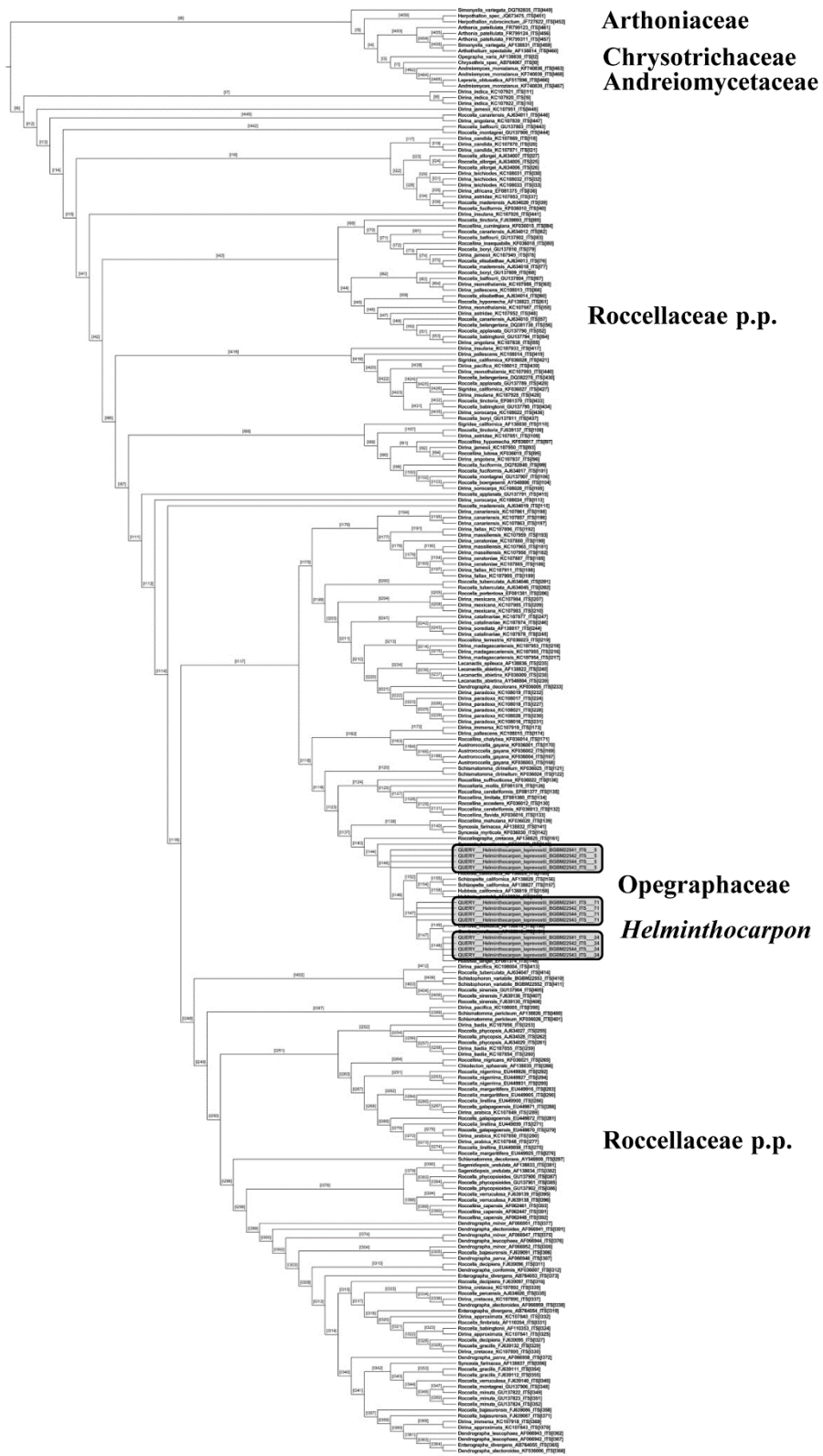
Fonte: Lima, et al., em preparação, 2017.

APÊNCIDE D — ÁRVORE FILOGÉNTICA DE LIQUENS OBTIDA A PARTIR DE ANÁLISE DE MÁXIMA VEROSSIMILHANÇA, CONSIDERANDO O ALINHAMENTO COM SEQUÊNCIAS DE ITS COM 1492 BP.



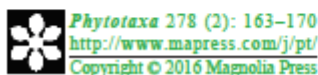
Fonte: Lima, et al., em preparação, 2017.

APÊNCIDE E — ÁRVORE FILOGÉTICA DE LIQUENS BASEADO EM ITS COM *HELMINTHOCARPON* EM TRÊS POSIÇÕES NA ÁRVORE DE REFERÊNCIA.



Fonte: Lima, et al., em preparação, 2017.

APENDICE F — ARTIGO PUBLICADO NA REVISTA PHYTOTAXA.



Article



<http://dx.doi.org/10.11646/phytotaxa.278.2.6>

Three new species of Graphidaceae (Ostropales, Ascomycota) from Atlantic Forest in Northeast Brazil

EDVANEIDE LEANDRO DE LIMA¹, ROBERT LÜCKING² & MARCELA EUGENIA DA SILVA CÁCERES³

¹ Universidade Federal de Pernambuco, Departamento de Micologia, Programa de Pós-Graduação em Biologia de Fungos, Avenida da Engenharia, s/n. Cidade Universitária, Recife, Pernambuco, Brazil. CEP: 50.740-600. edvaneideli@hotmail.com

² Botanischer Garten und Botanisches Museum, Königin-Luise-Str. 6–8, 14195 Berlin, Germany.

³ Universidade Federal de Sergipe, Departamento de Biociências, Avenida Vereador Olímpio Grande, s/n., Itabaiana, Sergipe, Brazil. CEP: 49.500-000

Abstract

Three species of Graphidaceae are here described as new to science, based on material found in the Reserva Biológica Guaribas and Área de Proteção Ambiental da Barra do Rio Mamanguape, in Paraíba State, Northeastern Brazil. *Astrochapsa submuralis* E.L. Lima, Lücking & M. Cáceres, with thickly pruinose ascomata and small submuriform ascospores, *Chapsa angustispora* E.L. Lima, Lücking & M. Cáceres, with a combination of inspersed hymenium and comparatively narrow muriform ascospores, and *Graphis cilindrospora* E.L. Lima, Lücking & M. Cáceres, with very large and narrow muriform, brownish ascospores. These findings underline the importance of the northern Atlantic rain forest, including the poorly studied Restinga vegetation, for the continuous discovery of new lichen taxa.

Key words: *Astrochapsa*, *Chapsa*, *Graphis*, Paraíba, Restinga.

Introduction

Graphidaceae Dumortier (1822: 69) is the largest family of crustose lichen fungi, with approximately 2,100 accepted species, and a prediction of an even higher number of nearly 4,000 species (Lücking *et al.* 2014, Jaktitsch *et al.* 2016). The works of Staiger (2002) and Frisch *et al.* (2006) were essential to the recognition of the diversity in Graphidaceae because they provided taxonomic access to this group and considerably improved the generic concepts.

Staiger (2002) proposed a major revision of this family, with a reorganization based on morphology (ascus structure, type of paraphyses and ascospore) and also on chemical and molecular characters. The most recent and currently accepted classification was published by Rivas Plata *et al.* (2012), Lücking *et al.* (2013) and Lumbsch *et al.* (2014), where Graphidaceae has three subfamilies: *Fissurinoideae* Rivas Plata, Lücking & Lumbsch (2012: 108), *Graphidoideae* Rivas Plata, Lücking & Lumbsch (2012: 111) and *Redonographoideae* Lücking, Tehler & Lumbsch in Lücking *et al.* (2013: 846). The subfamily *Graphidoideae* comprised seven tribes, *Acanthotheciasae* Lumbsch, Kraichak & Lücking in Lumbsch *et al.* (2014: 45), *Diploschisteae* (Zahlbr.) Lumbsch, Kraichak & Lücking in Lumbsch *et al.* (2014: 47), *Graphideae* Rivas Plata, Lücking & Lumbsch (2012: 113), *Leptotremateae* Lumbsch, Kraichak & Lücking in Lumbsch *et al.* (2014: 47), *Ocellulariasae* Rivas Plata, Lücking & Lumbsch (2012: 114), *Thelotremateae* Rivas Plata, Lücking & Lumbsch (2012: 114) and *Wirthiotremateae* Lumbsch, Kraichak & Lücking in Lumbsch *et al.* (2014: 47) (Rivas-Plata *et al.* 2012, Lücking *et al.* 2013). Thus, the systematic classification of this family now has a more natural structure.

Several new inventories have been carried out in the past few years, dramatically increasing the number of reported species of Graphidaceae in the Neotropics and especially in Brazil (Cáceres *et al.* 2014b, Lücking *et al.* 2014). New species have been described or reported also for Argentina (Ferraro *et al.* 2014), Bolivia (Kukwa *et al.* 2013, Schiefelbein *et al.* 2014), Costa Rica (Sipman *et al.* 2012), Venezuela (Neuwirth 2008), Mexico (Barcenás-Peña *et al.* 2014; Pérez-Pérez *et al.* 2015), Perú (Rivas Plata & Lücking 2013) and Ecuador (Bungartz *et al.* 2013). In Brazil, one of the most important works which included the lichen family Graphidaceae was carried out in the Northeast, with the description of six new taxa (Cáceres 2007). This work was the foundation of further surveys in the country with records

Accepted by Dhamushka Udayanga: 18 Sept. 2016; published: 7 Oct. 2016

163