



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

DANNYELLY SANTOS ANDRADE

LIQUENS CORTICÍCOLAS DA RESTINGA NO NORDESTE DO BRASIL:
aspectos taxonômicos, ecológicos e
filogenéticos

Recife
2020

DANNYELLY SANTOS ANDRADE

**LIQUENS CORTICÍCOLAS DA RESTINGA NO NORDESTE DO BRASIL:
aspectos taxonômicos, ecológicos e
filogenéticos**

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 Doutor em Biologia de Fungos.

Área de Concentração: Taxonomia e Ecologia de fungos

Orientadora: Prof^a. Dr^a. Marcela Eugenia da Silva Cáceres

Co-orientador: Dr. André Aptroot

Co-orientador: Dr. Robert Lücking

Recife

2020

Catálogo na fonte
Elaine C Barroso
(CRB4 1728)

Andrade, Dannyelly Santos

Líquens cortícolas da restinga no Nordeste do Brasil: aspectos taxonômicos, ecológicos e filogenéticos / Dannyelly Santos Andrade – 2020.

156 f.: il., fig., tab.

Orientadora: Marcela Eugenia da Silva Cáceres
Coorientadores: André Aptroot e Robert Lücking

Tese (doutorado) – Universidade Federal de Pernambuco. Centro de Biociências. Programa de Pós-Graduação em Biologia de Fungos, 2020. Inclui referências e apêndices

1. Fungos liquenizados 2. Filogenia de comunidades 3. Ecossistema costeiro I. Cáceres, Marcela Eugênia (orient.) II. Aptroot, André (coorient.) III. Lücking, Robert (coorient.) IV. Título

579.5

CDD (22.ed.)

UFPE/CB – 2020-160

DANNYELLY SANTOS ANDRADE

LIQUENS CORTICÍCOLAS DA RESTINGA NO NORDESTE DO
BRASIL: ASPECTOS TAXONÔMICOS, ECOLÓGICOS E FILOGENÉTICOS

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 requisito para a obtenção do título de Doutora.

Aprovada em Recife, 04 de março de 2020

Dra. MARCELA EUGENIA DA SILVA CÁ CERES

UNIVERSIDADE FEDERAL DE SERGIPE

Dra. LAISE DE HOLANDA CAVALCANTI ANDRADE

UNIVERSIDADE FEDERAL DE PERNAMBUCO

Dra. EUGÊNIA CRISTINA GONÇALVES PEREIRA

UNIVERSIDADE FEDERAL DE PERNAMBUCO

Dr. VITOR XAVIER DE LIMA

UNIVERSIDADE FEDERAL DE PERNAMBUCO

Dr. ROGER FAGNER RIBEIRO MELO

UNIVERSIDADE FEDERAL DE PERNAMBUCO

À minha mãe e ao meu pai, dedico. A presença de vocês durante esta jornada tornou tudo mais fácil.

AGRADECIMENTOS

Agradeço primeiro a Deus por ter me mantido na trilha certa durante este projeto de pesquisa com saúde e forças para chegar até o final.

Aos meus pais João Andrade dos Santos e Maria Pereira dos Santos Andrade que sempre estiveram ao meu lado me apoiando ao longo de toda a minha trajetória. Agradeço pelo seu apoio, amor, e pela companhia nas restingas do Nordeste e nas coletas cansativas, porém divertidas. A ajuda de vocês foi indispensável para a conclusão deste trabalho. Obrigada por tudo!

A minha amiga e grande companheira de coleta, Jaciele Dantas, pela paciência, respeito, amizade e ajuda durante a minha formação.

Aos meus irmãos Diego Andrade, Douglas Andrade e Brendha Andrade, pelo amor e incentivo na elaboração e na continuidade deste trabalho.

A toda minha família que contribuíram direta ou indiretamente e que torceram por mim.

A duas pessoas que contribuíram muito para a realização desta tese, os meus amigos de laboratório e parceiros de pesquisa, Paula Passos e Bruno Micael Barbosa, por toda a ajuda e apoio durante este período tão importante da minha formação acadêmica.

Aos amigos, Grayce Océa, Luciana Silva, Ana Lucia Silva, Ana Flávia Santos, Maria Audilene de Freitas, Renato Juciano e Anderleche Barbosa, pelo apoio, força, união, aprendizado e companhia nessa jornada.

À minha orientadora, Dra. Marcela Cáceres, pela disponibilidade, fundamental na elaboração do projeto e execução deste trabalho.

Aos líquenólogos Dr. André Aptroot (ABL Herbarium, Holanda) e Dr. Robert Lücking (Botanic Garden and Botanical Museum, Berlin) pelo auxílio nas identificações e análise filogenética.

Aos professores do Curso de Pós-Graduação em Biologia de Fungos (PPGBF-UFPE), pelos conhecimentos passados que contribuíram para a minha formação acadêmica e profissional.

Aos membros da banca, pelas sugestões e correções pertinentes a este trabalho.

À Universidade Federal de Pernambuco, pela oportunidade de fazer o curso.

À Universidade Federal de Sergipe, Campus Prof. Alberto Carvalho, por disponibilizar os equipamentos e espaço necessário para o processamento e identificação do material coletado.

Aos meus colegas do Laboratório de líquenologia (LALIQ), Cleverton Mendonça, Janice Cavalcante, Lidiane Alves, pela colaboração e amizade.

À secretaria do PPGBF pela atenção e disposição em ajudar nos momentos necessitados.

Ao Coordenador do curso de Pós-Graduação em Biologia de Fungos, Gladstone, deixo minha gratidão pela atenção e ajuda.

À FACEPE pela concessão da bolsa de doutorado.

RESUMO GERAL

A biodiversidade é distribuída de forma heterogênea pela Terra: enquanto algumas áreas estão repletas de variações biológicas (ex. florestas tropicais úmidas e recifes de corais), outras são, praticamente, desprovidas de vida (ex. desertos e regiões polares). A compreensão da distribuição de uma espécie exige tanto o conhecimento ecológico quanto o histórico, sendo importante integrar uma análise que se constitua em descobrir como ambos (a ecologia e a história) se combinaram para produzir a distribuição das espécies. O objetivo deste estudo foi avaliar o grau de parentesco filogenético das comunidades de líquens corticícolas que compõem o ecossistema restinga com líquens dos biomas Mata Atlântica, Caatinga e Cerrado. Foi construída uma lista com todos os táxons registrados para o Nordeste do Brasil, nos biomas Floresta Atlântica e Caatinga, e nos ecossistemas Brejo de altitude, Restinga, Mangue, e fitofisionomias do Cerrado (Cerradão e Carrasco). Para tanto, foi realizado um levantamento bibliográfico dos líquens registrados, dentro da abrangência do estudo, com coletas de líquens para a restinga, visto esta área ainda ser pouco explorada quanto ao estudo liquênico. Este levantamento constitui-se base para a elaboração de uma supermatriz de dados que foi utilizada para a análise de filogenia de comunidades. Com base no levantamento de literatura e coletas, foram registrados 1335 táxons específicos, distribuídos em 217 gêneros, 51 famílias, 22 ordens e 6 classes. As famílias Graphidaceae, Trypetheliaceae, Pyrenulaceae e Caliciaceae foram as mais representativas em número de espécies, para os levantamentos liquenológicos e bibliográficos. A área mais rica em espécies foi a Floresta Atlântica, seguido da Caatinga, Brejo de altitude e restinga. As espécies da restinga apresentam-se filogeneticamente próximas às espécies dos biomas Caatinga e Floresta Atlântica, e com o ecossistema Brejo de Altitude. A estrutura filogenética, quantificada através do NRI, apresentou valores negativos de NRI para a restinga, indicando uma superdispersão filogenética neste ecossistema.

Palavras-chave: Ecossistema costeiro. Filogenia de comunidades. Fungos liquenizados.

ABSTRACT

Biodiversity is heterogeneously distributed across the Earth: while some areas are full of biological variations (eg, moist tropical forests and coral reefs), others are practically devoid of life (eg, deserts and polar regions). Understanding the distribution of a species requires both ecological and historical knowledge, and it is important to integrate an analysis that consists in discovering how both (ecology and history) combined to produce the distribution of species. The objective of this study was to evaluate the degree of phylogenetic kinship of the corticic lichen communities that make up the restinga ecosystem with lichens from the Atlantic Forest, Caatinga and Cerrado biomes. A list was built with all the taxa registered for the Northeast of Brazil, in the Atlantic Forest and Caatinga biomes, and in the high altitude Brejo, Restinga, Mangue, and Cerrado phytophysionomies (Cerradão and Carrasco). For this purpose, a bibliographic survey of the registered lichens was carried out, within the scope of the study, with collections of lichens for the restinga, as this area is still little explored in relation to the lichen study. This survey is the basis for the elaboration of a data supermatrix that was used for the analysis of phylogeny of communities. Based on the literature survey and collections, 1335 specific taxa were registered, distributed in 217 genera, 51 families, 22 orders and 6 classes. The Graphidaceae, Trypetheliaceae, Pyrenulaceae and Caliciaceae families were the most representative in number of species, for the lichenological and bibliographic surveys. The richest area in species was the Atlantic Forest, followed by the Caatinga, Brejo of altitude and sandbank. The restinga species are phylogenetically close to the species of the Caatinga and Atlantic Forest biomes, and with the Brejo de Altitude ecosystem. The phylogenetic structure, quantified by NRI, showed negative NRI values for the restinga, indicating a phylogenetic overdispersion in this ecosystem.

Keywords: Coastal ecosystem. Phylogeny of communities. Lichenized fungi.

LISTA DE FIGURAS

- Figura 1- Mapa do Brasil com ênfase para a região Nordeste e as áreas de estudo (Estado e Município). Fonte: Cardoso, 2011. 28
- Figura 2- Figura 2. A. FLONA Restinga de Cabedelo-PB; B. APA Nossa Senhora de Guadalupe, Sirinhaém--PE; C. RPPN Mata Estrela- RN; D. APA Litoral Norte-Massandupió-BA; E. APA APA Barra de São Miguel-AL. Fonte: A autora, 2020..... 29
- Figura 3- Exemplo de cladograma seguindo o formato Newick visualizado no Figtree para Physciaceae. 33
- Figura 4- Gráfico dos gêneros de líquens corticícolas mais representativos da Restinga do Nordeste do Brasil..... 37
- Figura 5- Mudanças na composição da comunidade de líquens, com base na ordenação NMS, em áreas de Restinga do Nordeste do Brasil. Os vetores representam os gêneros que foram correlacionados com os eixos de ordenação. 38
- Figura 6- Espécies de líquens corticícolas indicadoras de cada área de coleta. A. *Coenogonium subdentatum*; B. *Porina distans*; C. *Porina núcula*; D. *Dyplolabia afzelii*; E. *Gassicurtia coccínea*; F. *Glyphis cicatricosa*; G. *Porina tetracerae*; H. *Pyrenula circumfiniens*. Fonte: A autora, 2020..... 41
- Figura 7- Espécies de líquens corticícolas indicadoras de cada área de coleta. A. *Ramonia malmei*; B. *Arthonia complanata*; C. *Phaeographis nylanderii*; D. *Amandinea brugierae*; E. *Haematomma africanum*; F. *Lecanora achroa*. G. *Astrothelium rufescens*; H. *Diorygma hieroglyphicum*. Fonte: A autora, 2020. 42
- Figura 8- Espécies de líquens corticícolas indicadoras de cada área de coleta. A. *Opegrapha cylindrica*; B. *Phaeographis haematites*; C. *Porina subpungens*; D. *Sarcographa fissurinoides*; E. *Sarcographa heteroclita*; F. *Sarcographa labyrinthica*; G. *Sarcographa tricola*; H. *Mazosia carnea*. Fonte: A autora, 2020..... 43
- Figura 9- A. *Gassicurtia restingiana*, hábito (holotype), hábito. B. *G. coccinea*, hábito (D.S. Andrade, ISE 45512). C. *G. subpulchella*, hábito (D.S. Andrade, ISE 45642). Escala: A-C= 2mm. Fonte: Andrade et al., 2020..... 46
- Figura 10- A–B. *Gassicurtia catasema*, talo sob luz normal e sob UV (D.S. Andrade,

	ISE 45852). C–D. <i>G. restingiana</i> , talo sob luz normal e sob UV (holotype). Escala: A-B= 2mm. C-D= 2mm. Fonte: Andrade et al., 2020.....	47
Figura 11-	A- B. <i>Buellia bahiana</i> , hábito e himênio insperso com ascosporos (D.S. Andrade, ISE 45853). C–D. <i>B. curatellae</i> , hábito e himênio insperso com ascosporos (D.S. Andrade, ISE 43296). E–F. <i>B. fraudans</i> , hábito e himênio insperso com ascosporos (D.S. Andrade, ISE 45882). Escala: A, C & E= 2mm; B, D & F= 30 µm. Fonte: Andrade et al., 2020.	52
Figura 12-	A. <i>Amandinea melaxanthella</i> , hábito (D.S. Andrade, ISE 45656). B. <i>A. diorista</i> , hábito sob UV (D.S. Andrade, ISE 43205). C. <i>A. turgescens</i> , hábito (D.S. Andrade, ISE 45373). D. <i>A. extenuata</i> , hábito (D.S. Andrade, ISE 45517). E. <i>A. brugierae</i> , hábito (D.S. Andrade, ISE 45896). F. <i>A. submontana</i> , hábito (D.S. Andrade, ISE 45648). Escala: A- F= 2mm. Fonte: Andrade et al., 2020.	53
Figura 13-	A. <i>Stigmatochroma epimartum</i> , hábito (D.S. Andrade, ISE 45285). B. <i>Baculifera intermedioides</i> , hábito (D.S. Andrade, ISE 45870). C. <i>Stigmatochroma gerontoides</i> , hábito (D.S. Andrade, ISE 43290). Escala: A- C= 2mm. Fonte: Andrade et al., 2020.....	54
Figura 14-	Representatividade das principais famílias de líquens corticícolas registradas através das coletas realizadas neste estudo em áreas de Restinga do Nordeste do Brasil.	65
Figura 15-	Representatividade das principais famílias registradas no levantamento bibliográfico para o Nordeste do Brasil.	66

LISTA DE TABELAS

- Tabela 1- Valores da análise de Kruskal-Wallis para as variáveis: Diâmetro a altura do peito (DAP), Índices de Riqueza (s) e Índice de diversidade de Margalef (d) de líquens corticícolas em Restingas do Nordeste..... 36
- Tabela 2- Espécies Indicadoras em áreas de restingas do Litoral nordestino, Brasil..... 39
- Tabela 3- Distribuição das espécies de Caliciaceae nas áreas investigadas (BA = Estado da Bahia; SE = Estado de Sergipe; RN = Rio Grande do Norte)..... 45
- Tabela 4- Lista de espécies registradas nas áreas de coleta de material liquênico. AM= APA Massarandupió- BA; AC= APA Trancoso- BA; RS=REBIO Santa Isabel-SE; AT= APA Tamandaré-PE; AB=APA Barra de São Miguel-AL; SP= Santuário ecológico de Pipa- RN; AS= APA Guadalupe Sirinhaém- PE; RE= RPPN Mata Estrela- RN; FC= FLONA Restinga de Cabedelo-PB. 55
- Tabela 5- Comparação do número de espécies de líquens corticícolas da restinga do Nordeste do Brasil com outras regiões. 66
- Tabela 6- Valores da diversidade filogenética das comunidades de líquens corticícolas utilizando o programa de Phylocom. CAAT=Caatinga; CARR=Carrasco; CERR=Cerradão; BREJ=Brejos de Altitude; FLOR=Floresta Atlântica; REST=Restinga; MANG=Manguezal. 69
- Tabela 7- Valores MPD (Média da distância filogenética par a par das espécies de líquen amostradas. CAAT=Caatinga; CARR=Carrasco; CERR=Cerradão; BREJ=Brejos de Altitude; FLOR=Floresta Atlântica; REST=Restinga; MANG=Manguezal. 69
- Tabela 8- Distância do táxon mais próximo (MNTD). CAAT=Caatinga; CARR=Carrasco; CERR=Cerradão; BREJ=Brejos de Altitude; FLOR=Floresta Atlântica; REST=Restinga; MANG=Manguezal. Valores abaixo de 2 indicam que muitas espécies apresentam um parente próximo no outro bioma. Valores acima de 3 indicam que muitas espécies não têm parentes próximos no outro bioma..... 70
- Tabela 9- Medidas da diversidade filogenética: Índice de taxon mais próximo (NTI) e índice de relacionamento líquido (NRI). Valores positivos de NRI indicam aglomerado filogenético; valores negativos indicam superdispersão 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. Os valores que apresentaram valores significativos estão em negrito. CAAT=Caatinga; CARR=Carrasco; CERR=Cerradão; BREJ=Brejos de Altitude; FLOR=Floresta Atlântica; REST=Restinga; MANG=Manguezal. 70

SUMÁRIO

1	INTRODUÇÃO	14
2	FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA	16
2.1	Filogenia de Comunidades.....	16
2.2	Os Biomas, Ecossistemas e Fitofisionomias Estudados.....	17
2.3	Os Biomas, Ecossistemas e Fitofisionomias do Nordeste do Brasil.....	20
2.4	Restinga.....	21
2.5	Líquens.....	22
2.6	Classificação Filogenética dos Líquens.....	25
2.7	Líquens da Restinga.....	27
3	MATERIAL E MÉTODOS	27
3.1	Áreas de Coleta.....	27
3.2	Coleta e Processamento do material liquênico.....	30
3.3	Identificação das espécies de Líquens.....	30
3.4	Análise da Riqueza e Composição de espécies de líquens corticícolas das áreas de Restinga do Nordeste do Brasil.....	31
3.4.1	Análise univariada	31
3.4.2	Análise multivariada	31
3.5	Compilação de dados dos registros de Líquens Corticícolas para o Nordeste do Brasil.....	32
3.6	Construção do Cladograma.....	33
3.7	Filogenia de Comunidades.....	34
4	RESULTADOS	35
4.1	Análise da Riqueza e Composição de espécies das áreas de Restinga do Nordeste do Brasil.....	35
4.2	Levantamento do Registro de Líquens para o Nordeste do Brasil..	65
4.3	Filogenia de Comunidades.....	68
5	DISCUSSÃO	71
5.1	Análise da riqueza e composição de espécies líquens corticícolas das áreas de Restinga do Nordeste do Brasil.....	71
5.1.1	Análise da riqueza	71
5.1.2	Análise da Composição	73
5.2	Levantamento do Registro de Líquens para o Nordeste do Brasil.	75

5.2.1	Filogenia de comunidades.....	76
	REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	79
	APÊNDICE A - TÁXONS DE LIQUENS REGISTRADOS PARA O NORDESTE DO BRASIL.....	98
	APÊNDICE B – CLADOGRAMA CONSTRUÍDO NO FORMATO NEWICK BASEADO NA LITERATURA ATUAL SOBRE A CLASSIFICAÇÃO DE LIQUENS.....	155

1. Introdução

A biodiversidade é distribuída de forma heterogênea pela Terra: enquanto algumas áreas estão repletas de variações biológicas (ex. florestas tropicais úmidas e recifes de corais), outras são, praticamente, desprovidas de vida (ex. desertos e regiões polares) (GASTON, 2000). Para entender o padrão de distribuição da biodiversidade surgiu a Biogeografia. A Biogeografia pode ser definida como o estudo do padrão de distribuição dos seres vivos na Terra (SENE, 2009). Considerada uma área importante e multidisciplinar da ciência moderna, a Biogeografia se preocupa com os padrões de distribuição atuais e históricos dos organismos e, atua por meio da observação e constatação de padrões em escalas pequenas e grandes (GALLOWAY, 2008). A compreensão da distribuição de uma espécie, de modo geral, exige tanto o conhecimento ecológico quanto o histórico, sendo importante integrar uma análise que se constitua em descobrir como ambos (a ecologia e a história) se combinaram para produzir a distribuição das espécies (RIDLEY, 2006).

A Biogeografia pode ser dividida em Biogeografia Ecológica e Biogeografia Histórica (MYERS; GILLER, 1988). A primeira procura entender processos que ocorrem em pequena escala e curto espaço de tempo e, de modo geral, ocupa-se com padrões de distribuição individual ou populacional (CRISCI et al., 2001). Já a segunda ocupa-se com a geografia e as relações entre as espécies, os gêneros e entre grupos taxonômicos mais elevados (RIDLEY, 2006).

Para explicar questões relacionadas à Biogeografia Histórica surgiu a disciplina Filogeografia (AVISE, 2000), que tem como princípio o estudo de clados monofiléticos, que são inferidos a partir de análises filogenéticas (AVISE et al., 1987). A Filogeografia busca compreender como eventos passados moldaram a distribuição e diversidade das espécies atuais, com foco na distribuição espacial e temporal do componente genético (AVISE, 2000). A análise filogeográfica utiliza dados genéticos atuais de uma população para testar hipóteses biogeográficas, descrever a evolução do isolamento reprodutivo de unidades populacionais, entender como se dá a distribuição das genealogias e a origem dos processos que as moldaram (AVISE, 2009).

A Filogeografia, ao longo de seus 30 anos, tem contribuído com valiosos conhecimentos sobre a história evolutiva das espécies, como inferir a respeito das origens

geográficas de espécies, incentivo ao estudo da evolução de marcadores moleculares e subsídios para o desenvolvimento de estratégias de conservação e manejo sustentável das espécies (AVISE, 2000, 2009). Como uma abordagem jovem e um campo integrador dentro das Ciências Biológica e Histórica, a Filogeografia teve um crescimento rápido nos últimos anos (BEHEREGARAY, 2008). A Filogeografia integra várias disciplinas, como demografia, etologia, genética de populações, paleontologia, geologia, sistemática filogenética e modelagem paleoclimática (AVISE et al., 1987; AVISE, 2009). Mediante suas novas perspectivas genealógicas e suas conexões com vários campos diferentes, a Filogeografia continuará a fornecer uma poderosa ponte empírica e conceitual entre várias disciplinas evolutivas importantes que tinham ligação limitada (AVISE, 2009).

A incorporação das relações de parentesco das espécies às abordagens clássicas de diversidade estabeleceu a base para a área de pesquisa denominada de filogenia de comunidades ou estudo da estrutura filogenética da comunidade (WEBB et al., 2002; CAVENDER-BARES et al., 2009). A Filogenia de comunidades tem o objetivo de compreender o desenvolvimento evolutivo de uma determinada comunidade, por meio da análise de dados morfológicos e moleculares (AMORIM, 2002).

A abordagem filogenética leva em consideração as relações de parentesco evolutivo entre os táxons coexistentes (WEBB, 2000). Assim, entender como as espécies estão distribuídas espacialmente e os mecanismos evolutivos e ecológicos que governam os padrões de coexistência de espécies ao nível de comunidades pode oferecer uma compreensão mais ampla acerca da biodiversidade e, portanto, elucidar parte da questão central da ecologia sobre diversidade e distribuição dos organismos (DIAZ; CABIDO, 2001).

Há apenas dois estudos no mundo de Filogenia de comunidades de líquens, um foi realizado no Brasil (ver LIMA, 2017), outro foi realizado no México (LÜCKING et al., 2008), mostrando que ainda há muito que estudar, especialmente para regiões tropicais.

Partindo da carência de estudos neste tema, sobretudo no Brasil, o objetivo geral deste estudo foi avaliar o grau de parentesco filogenético das comunidades de líquens corticícolas que compõem o ecossistema restinga com líquens corticícolas dos biomas Mata Atlântica, Caatinga e Cerrado. Foi testada a hipótese de que há sinal filogenético para a formação de comunidades de líquens da Restinga sendo certos clados de líquens

corticícolas mais representativos para vegetação de Restinga quando comparados com outros biomas brasileiros (Mata Atlântica e Caatinga).

2 Fundamentação Teórica

2.1. Filogenia de Comunidades

Uma comunidade ecológica é o conjunto de espécies que co-ocorrem no tempo e no espaço e que interagem umas com as outras, sendo resultado de processos ecológicos do presente, assim como do passado e de processos evolutivos contínuos (McPEED; MILLER, 1996). Uma forma de entender os processos que organizam a comunidade é conhecer sua estrutura filogenética (WEBB, 2000). A filogenia de comunidades é uma abordagem recente (SOBRAL, 2012), que atua nos princípios e processos que determinam a distribuição geográfica de linhagens genealógicas ao nível de espécies (AVISE, 2009). Uma vez que, organismos interagem por meio de seus fenótipos e como os fenótipos não são distribuídos aleatoriamente em relação à filogenia, espera-se que a composição filogenética de uma comunidade seja parcialmente o produto das interações das espécies (VAMOSI et al., 2009). Desta forma, combinar informação filogenética e geográfica pode, assim, fornecer uma perspectiva importante para padrões comunitários (LOSOS, 1996).

Um dos objetivos dos métodos baseados na filogenia é inferir os processos de montagem a partir das relações filogenéticas de espécies co-ocorrentes (SOBRAL, 2012). As diferenças entre as espécies que co-ocorrem em uma comunidade ecológica são o resultado de modificações em um ancestral comum que todas as espécies compartilham (WEBB et al., 2002). Entretanto, as filogenias fornecem apenas hipóteses sobre similaridade ecológica, a similaridade filogenética pode não se correlacionar com as características mais importantes para a coexistência e a evolução convergente pode substituir essa associação hipotética. Porém, as filogenias fornecem hipóteses objetivas a priori sobre semelhanças de espécies que podem fornecer explicações explícitas sobre regras de montagem e levar a testes estatísticos mais fortes (HELMUS, 2007). Assim, a informação filogenética das comunidades acrescenta o papel da evolução na montagem das comunidades, podendo ajudar a prever propriedades dos ecossistemas e fornecer respostas a mudanças ambientais (WEBB et al., 2002).

A filogenia necessária é construída para todos os táxons em um conjunto de espécies regionais ou para a lista total de todos os táxons em todas as unidades amostrais. Dependendo do estudo, a filogenia pode ser construída de novo, por montagem, enxerto ou subconjunto de filogenias publicadas. Essa filogenia fornece as medidas de distância filogenética necessárias para o cálculo das métricas da estrutura de comunidades (VAMOSI et al., 2009). A diversidade filogenética é o coeficiente de uma comunidade que incorpora as relações filogenéticas das espécies (MAGURRAN, 2013), sendo uma métrica útil para prever as implicações ecológicas das mudanças na diversidade (CADOTTE et al. 2008; EDWARDS et al., 2007). Assim, uma comunidade em que as espécies estão distribuídas em muitos gêneros deve apresentar uma diversidade maior que uma comunidade em que a maior parte das espécies pertence a um mesmo gênero (MAGURRAN, 2004).

2.2. Os Biomas, Ecossistemas e Fitofisionomias Estudados

Bioma é uma área do espaço geográfico que tem dimensões de até mais de um milhão de quilômetros quadrados e possui uniformidade de macroclima, altitude, solo, alagamentos, entre outros, além de uniformidade da formação vegetal, da fauna e de outros organismos associados (COUTINHO, 2006).

Para a divisão dos biomas brasileiros neste trabalho, adotamos a classificação feita pelo IBGE, apresentada em 2004. Esta classificação considera a existência de seis biomas brasileiros: Amazônia, Mata Atlântica, Pampa, Cerrado, Pantanal e Caatinga.

A localização geográfica destes biomas é condicionada, principalmente, pelos fatores climáticos, como a temperatura, a pluviosidade e a umidade relativa, e em menor escala pelo tipo de substrato (RIBEIRO; WALTER, 1998), e também o relevo.

Os Biomas Floresta Atlântica e Cerrado não são exclusivos do Brasil, entretanto o fato de a grande maioria de sua extensão estar dentro dos limites do território brasileiro explica sua grande contribuição para o número de espécies endêmicas (FORZZA et al., 2012).

O Bioma Cerrado é a segunda maior formação vegetal brasileira depois do bioma Amazônia, também é considerado a savana tropical mais rica do mundo em biodiversidade. Concentra um terço da biodiversidade nacional e 5% da flora e da fauna

mundiais (FALEIRO et al., 2008). As savanas ocorrem em mais de 30 países do mundo e em diversos continentes, entre os quais se destacam a África, Ásia, Oceania e América do Sul. Os cerrados brasileiros representam cerca de 10% das savanas tropicais do mundo (GOEDERT et al., 2008). Entretanto, apesar de sua importância ecológica e natural, quase 80% da área original do Cerrado já foi alterada de alguma forma (MYERS et al., 2000). As savanas apresentam uma longa história de uso humano e, abrigam cerca de um quinto da população mundial (GOEDERT et al., 2008).

De acordo com Ribeiro & Walter (1998, 2008), o bioma Cerrado é um mosaico vegetacional composto por 11 tipos fisionômicos: formações florestais incluindo a mata ciliar, mata de galeria, mata seca e cerradão; formações savânicas abrangendo o Cerrado senso restrito, parque de cerrado, palmeiral e vereda; e formações campestres que compreendem o campo sujo, campo limpo e campo rupestre.

A Floresta Atlântica é uma das maiores florestas tropicais das Américas (TABARELLI; GASCON, 2005). Ocorre ao longo da costa e em áreas florestais continentais, do Rio Grande do Norte ao Rio Grande do Sul (STEHMANN et al., 2009), a Floresta Atlântica abrange 17 estados brasileiros e é estreita no norte e mais ampla no sul (RIBEIRO et al., 2009), ocupando aproximadamente 17% do território brasileiro (METZGER, 2009). Considerada como um dos centros de biodiversidade do planeta (hotspots), a Mata Atlântica é uma floresta rica em endemismo, com cerca de 8.000 espécies endêmicas (TABARELLI; GASCON, 2005), além de apresentar cerca de 20.000 espécies de plantas (MYERS et al., 2000).

Apesar de seus níveis extraordinários de biodiversidade, a Floresta Atlântica sofreu uma perda de habitat implacável desde a chegada de colonos europeus (TABARELLI et al., 2010). Da área total original (139.584.893 ha), 15.719.337 ha de floresta (11,26%) e 658.135 ha (0,47%) de Restinga e mangue ainda permanecem, ou seja, 88,27 % da floresta original foi perdida, e só 11,73% da vegetação original ainda permanece. Apesar disso, a Floresta Atlântica é a vegetação do Brasil com maior quantidade de áreas protegidas, embora essas áreas nem sempre tenham tamanho adequado para manutenção de algumas populações biológicas (PINTO; BRITO, 2003). Essa região também inclui comunidades vivendo em diferentes condições socioeconômicas, desde as grandes áreas urbanas de São Paulo e Rio de Janeiro até as regiões rurais, posto que 70% da população brasileira (cerca de 120 milhões de pessoas) vivem nessa região (METZGER, 2009).

A Floresta Atlântica apresenta um conjunto de formações, que podem ser classificadas em: Floresta Ombrófila Densa, Floresta Ombrófila Mista, Floresta Estacional Semidecidual, Floresta Estacional Decidual, além de ecossistemas associados como as Restingas, Manguezais e Campos de altitude (MMA, 2012).

Como um dos ecossistemas associados à Floresta Atlântica, Restingas são áreas litorâneas constituídas de depósitos quaternários arenosos de origem marinha e dunas construídas pela ação do vento (ARAÚJO; MACIEL, 1998). Planícies costeiras arenosas e tipos de vegetação associados podem ser encontrados ao longo da maior parte da costa tropical brasileira, subtropical e temperada (ARAÚJO, 1992). Restingas podem ainda ser definidas como ecossistemas em transição entre dunas de areias costeiras e florestas tropicais bem estabelecidas (OLIVEIRA-FILHO; CARVALHO, 1993). Mangue é um ecossistema de transição entre o mar e o continente que desempenha um importante papel na conservação da biodiversidade biológica e proteção contra eventos climáticos extremos na zona costeira (LUO et al., 2010). As florestas de mangue apresentam uma rica estrutura peculiar que abriga uma grande variedade de plantas, animais e microrganismos (MOURA; QUERINO, 2010).

As maiores áreas de manguezais do mundo são encontradas na Ásia e África, seguida pela América do Norte e Central e na América do Sul. O Brasil possui aproximadamente 7% da área de manguezal de todo o planeta e cerca de 50% do total da área ocupada por esse ecossistema na América do Sul com quase 13.800 km², sendo a segunda maior área do ecossistema manguezal no mundo (FAO, 2007).

Os manguezais, constituem, há milhares de anos, um importante recurso econômico usado pelas populações costeiras dos trópicos. Por isso, manguezais são geralmente considerados entre os habitats mais importantes das áreas úmidas (DUGAN, 1992). Entretanto, ao nível global, as perturbações induzidas pelo homem, principalmente devido à conversão de áreas de manguezal em fazendas de carcinocultura, áreas para agricultura, usos urbanos e industriais, desvios e/ou aprisionamento de leitos de rios e os grandes derramamentos de óleo, estão entre as mais importantes formas de perturbação deste ecossistema (MENGHINI, 2004). Desta forma, os manguezais são essencialmente uma formação florestal e, como outras florestas, é um recurso natural renovável. Assim, é possível gerenciar o ecossistema mangue em uma base de uso sustentável, embora, isso geralmente não aconteça (SAENGER et al., 1983).

Brejo de Altitude é um termo usado para denominar áreas de Floresta Atlântica encravadas no semi-árido nordestino, compreendendo o tipo vegetacional de floresta estacional semidecidual montana (VELOSO et al., 1991). Os Brejos de Altitude do Nordeste são áreas mais úmidas que o semiárido que os circunda por causa do efeito orográfico nas precipitações e na redução da temperatura. As matas serranas que eles abrigam são consideradas como disjunção ecológica da Mata Atlântica, ilhadas pela vegetação de caatinga, condição que os torna áreas remanescentes de elevada biodiversidade (BARBOSA et al., 2004).

A Caatinga é a única grande região natural brasileira cujos limites estão inteiramente restritos ao território nacional (CARDOSO, 2011). Abrangendo 9,9% do território brasileiro (FORZZA et al. 2012), localiza-se principalmente na região Nordeste, ocupando a maior parte dos estados do Piauí, Ceará, Rio Grande do Norte, Paraíba, Pernambuco, Alagoas, Sergipe, Bahia e a parte nordeste de Minas Gerais, e apresenta o clima semiárido (LEAL et al. 2005). É proporcionalmente a menos estudada entre as regiões naturais brasileiras, com grande parte do esforço científico estando concentrado em alguns poucos pontos em torno das principais cidades da região. A Caatinga é a região natural brasileira menos protegida, pois as Unidades de Conservação cobrem menos de 2% do seu território (CARDOSO, 2011).

As caatingas podem ser caracterizadas como florestas arbóreas ou arbustivas, compreendendo principalmente árvores e arbustos baixos, muitos dos quais apresentam espinhos, microfilia e algumas características xerofíticas (PRADO, 2003).

2.3. Os Biomas, Ecossistemas e Fitofisionomias do Nordeste do Brasil

Dentre as várias regiões brasileiras, o Nordeste é a que apresenta maior heterogeneidade de quadros naturais, que se revelam no seu clima, vegetação e solo (Lemos, 2006). A região Nordeste inclui florestas, como a Floresta Atlântica, matas de transição, como a de Cocais, além de áreas de Cerrados, Caatinga, Vegetação de Dunas e Manguezais. O Cerrado é encontrado no sul e leste do Maranhão, sudoeste do Piauí e oeste da Bahia (ROCHA et al., 2010).

A Floresta Atlântica, no Nordeste, é especialmente um bloco de floresta tropical biogeograficamente bem delimitado, que cobre cerca de 56.000 km² ou 4,6% de toda a extensão da região da Floresta Atlântica (LÔBO et al., 2011). Excluindo-se a Bahia,

Pernambuco apresenta a maior área de floresta, 12%, com a maioria dos fragmentos menores que 50 ha (RIBEIRO et al., 2009), em seguida vem a Paraíba (9,7%), Alagoas (9,5%), Rio Grande do Norte (8,8%) e Sergipe (7,1%) (FUNDAÇÃO SOS MATA ATLÂNTICA, 2011). A Floresta Atlântica nordestina é considerada um importante centro de endemismo na América do Sul, por apresentar o Centro de Endemismo Pernambuco (PRANCE, 1982). Este, abriga todas as florestas ao norte do Rio São Francisco, de Alagoas ao Rio Grande do Norte, sendo constituído por um mosaico de Floresta Ombrófila Aberta e Floresta Estacional Semidecidual (VELOSO et al., 1991).

Nas regiões litorâneas do Nordeste, encontram-se as vegetações de Restinga e Manguezal (ROCHA et al., 2010). Os Brejos de Altitude compreendem uma área de aproximadamente 18.500 km² e abrangem quatro estados: Ceará, Rio Grande do Norte, Paraíba, Pernambuco e Sergipe (TABARELLI; SANTOS, 2004).

2.4. Restinga

Restinga é a vegetação que cresce sobre depósitos de areias marinhas terciárias ou quaternárias (LIMA et al., 2011). Depósitos costeiros arenosos são encontrados em praias de todo o mundo, desde latitudes polares até os trópicos (ARAÚJO; PEREIRA, 2004). No Brasil, o ecossistema de restinga ocupa quase 80% da costa tropical de norte a sul (LACERDA et al., 1993). Depósitos costeiros arenosos são encontrados em praias de todo o mundo, desde latitudes polares até os trópicos (ARAÚJO; PEREIRA, 2004). A restinga apresenta solo arenoso pobre em argilas e matéria orgânica, com baixa capacidade de reter água e nutrientes (BASTOS et al., 2003). Apesar disto, estes locais são cobertos por uma vegetação dominada por arbustos, árvores e plantas herbáceas (OLIVEIRA-FILHO; CARVALHO, 1993), que são adaptadas às condições desse ambiente (SANTOS et al., 2000; BASTOS et al., 2003). Geologicamente, a restinga é um ecossistema recente e suas espécies são provenientes, principalmente, de ecossistemas como Caatinga, Cerrado e Floresta Atlântica (SUGUIO; TESSLER, 1984; RIZZINI, 1997; SCARANO, 2002).

A vegetação da restinga apresenta um porte que varia de 4 até 20 m de altura, dependendo das características do solo e da influência da salinidade (SILVA; BRITZ, 2005). Devido à variação fisionômica encontrada na restinga, este ecossistema apresenta uma grande diversificação de nichos disponíveis que são influenciados pelos tipos de

vegetação vizinhos (SCARANO et al., 2005). Florestas de restinga são parte da vegetação de do complexo de restinga (ou simplesmente Restinga), uma característica típica de planícies costeiras brasileiras (LIMA et al. 2011). Destacando-se, Florestas Altas de Restinga que representam um dos mais raros tipos de vegetação e ameaçada da já desmatada Floresta Atlântica brasileira (RIBEIRO et al. 2009).

A restinga é um ambiente frágil, caracterizado por apresentar o status de área em processo de sucessão ecológica. As condições edáficas e climáticas são os fatores de maior influência para o sucesso no estabelecimento das comunidades vegetais nas regiões litorâneas (MATHER; YOSHIOKA, 1968). Ainda, uma região pode ter mais de um tipo fisionômico original de restinga ou possuir mais de um estágio sucessional, dependendo, respectivamente, dos tipos de ambiente que apresente e dos tipos (e intensidades) de intervenções que tenha sofrido (FALKENBERG, 1999).

Restingas são ecossistemas importantes para a biodiversidade do país (SILVA; BRITTEZ, 2005; LIMA et al., 2011). Entretanto, por se localizarem em regiões costeiras, o intenso processo de degradação devido, principalmente, à especulação imobiliária, retirada de areia e fogo a que estas áreas estão condicionadas, tem ocasionado a perda de extensas áreas em um ritmo acelerado, sendo necessárias medidas efetivas de proteção aplicadas a este ecossistema (ROCHA et al., 2007). Mesmo assim, restingas são particularmente vulneráveis, pois muitas vezes são negligenciadas em estratégias de conservação (GOMES et al., 2008). Isso deve-se, principalmente, à falta de informações sobre a localização e extensão dos remanescentes de restinga e sobre os principais fatores de degradação de cada um, também pela falta de informações sobre o estado de conservação desses remanescentes para apoiar ações para a sua proteção (ROCHA et al., 2007).

2.5. Líquens

Os líquens são resultantes da união entre um fungo (micobionte) com um parceiro fotossintético (fotobionte) que formam uma unidade biológica estável (AHMADJIAN, 1967; NASH, 2008) denominada talo liquênico, que é morfológicamente diferente dos fungos sem a associação liquênica, com componentes e identidade completamente novos (PURVIS, 2000; CHAPARRO; CEBALLOS, 2002). Recentemente foi descoberto que os líquens não são associações de dois organismos

apenas, e sim três, podendo ter dois fungos e não somente um (SPRIBILLE et al., 2016), que revolucionou o conceito de dois organismos simbióticos. O processo de associação entre o fungo e a alga/cianobactéria é denominado liquenização e os fungos que desenvolveram este modo de nutrição são denominados de fungos liquenizados (GRUBE; KROKEN, 2000). A liquenização ocorre em cerca de 20% de todos os fungos conhecidos e em quase 40% dos fungos do filo Ascomycota (WEBSTER; WEBER, 2007; NASH, 2008).

Aproximadamente, 3 a 4% dos líquens envolve uma simbiose com ambos os parceiros, uma alga verde e uma cianobactéria (HENSKENS et al., 2012). Além desses dois parceiros principais, há também outros fungos presentes no talo líquênico, como fungos não simbiontes (LEAVITT; LUMBSCH, 2016).

Algumas espécies de líquens epífitos são sensíveis a pequenas mudanças na luz, temperatura e disponibilidade de umidade (NASH, 2008), podendo ser também indicadores de sucessão florestal (MARMOR et al., 2011; KOCH et al., 2013). Entretanto, devido à sua natureza poiquiloídrica, os líquens têm uma alta tolerância ao estresse hídrico e condições extremas de temperatura (BECKETT et al., 2008; NASH, 2008). Os fungos obtêm carbono na forma de glicose ou polióis (açúcares alcoólicos) do fotobionte e, desta forma, os líquens podem crescer em qualquer substrato, desde rochas em habitats alpinos e solo em desertos, até folhas em florestas tropicais (LUMBSCH; LEAVITT, 2011). Quanto ao substrato onde ocorrem, os líquens podem ser divididos em corticícolas (que crescem sobre o ritidoma das árvores), foliícolas (crescem sobre as folhas), terrícolas (crescem sobre o solo), muscícolas (crescem sobre os musgos) e saxícolas (líquens que crescem sobre rochas) (WEBSTER; WEBER, 2007).

Líquens são componentes que estão presentes na maioria dos ecossistemas terrestres (SEAWARD, 1977; GAUSLA, 2005; LEAVITT; LUMBSCH, 2016), considerados pioneiros em áreas inóspitas e desempenham um importante papel ecológico, por exemplo, como facilitadores no processo de sucessão ecológica (NASH, 2008). Os indivíduos crescem com extrema lentidão (mm/ano), e por isso as comunidades levam décadas para se estabelecerem (HALE, 1973; NASH, 2008). As espécies de regiões tropicais têm um crescimento radial anual de alguns milímetros a poucos centímetros (HONEGGER, 2008). Estima-se que existam mais de 18.000 espécies de líquens em todo o mundo e em latitudes mais altas o número de espécies de

liquens ultrapassa o número de espécies de plantas vasculares (NASH, 2008).

Os liquens possuem duas estratégias reprodutivas principais. Eles se reproduzem sexuadamente por meio da produção de esporos pelo fungo, ou assexuadamente por propágulos simbióticos, como fragmentos do talo denominados isídios e massas pulverulentas de algas mescladas às hifas do fungo, os sorédios (BAILEY, 1976) e ainda os conídios. O ciclo de vida dos liquens consiste em cinco estágios: fixação do propágulo, germinação, crescimento, reprodução e dispersão (AMSTRONG, 1988). Os liquens podem ser dispersados por animais (BAILEY, 1976), como pássaros (BAILEY, 1970), insetos (APTROOT; BERG, 2004), entre outros. A diferença entre estratégias reprodutivas dos liquens pode representar um trade-off ecológico entre a colonização a longa distância e o estabelecimento local bem-sucedido. Por exemplo, numa escala biogeográfica, espécies com esporos menores parecem ser mais amplamente dispersas do que as espécies com esporos maiores (ELLIS, 2012). Todavia, alguns fungos liquenizados podem efetivamente dispersar, mas sem sucesso no restabelecimento e reprodução, pois, apenas os eventos de dispersão que ocorrem em habitats adequados, com parceiros simbióticos compatíveis, e nas escalas temporais e espaciais apropriadas, têm o potencial de contribuir para o fluxo gênico e impactar a estrutura genética (LEAVITT; LUMSCH, 2016).

Muitas espécies de liquens têm padrões de distribuição semelhantes aos das plantas (CULBERSON, 1972; LÜCKING, 2003). Esta alta distribuição pode ser favorecida pela alta capacidade de dispersão dos liquens e características ecológicas generalistas (LÜCKING et al., 2008). No entanto, a delimitação de espécies de fungos liquenizados continua sendo um desafio, mesmo com o aumento de estudos moleculares (LUMBSCH; LEAVITT, 2011), uma vez que dados moleculares são importantes e úteis quando combinados com outros tipos de dados (BICKFORD et al., 2007). Por exemplo, estudos da história de vida em combinação com o conhecimento ecológico, podem ser usados em dinâmicas de paisagens para projetar melhores estratégias de conservação (SCHEIDGGER; WERTH, 2009).

A compreensão da distribuição geográfica de liquens aumentou nos últimos anos (LEAVITT; LUMBSCH, 2016). Com o desenvolvimento de novas análises baseadas em dados moleculares foi possível descobrir histórias evolutivas e os eventos que originaram essas faixas de distribuição através de análises filogeográficas (WERTH,

2010). Análises filogeográficas podem ser realizadas com dados morfológicos, comportamentais ou outros quaisquer, desde que consideradas através de uma perspectiva filogenética ao longo de uma distribuição geográfica (AVISE, 2000).

2.6. Classificação Filogenética dos Líquens

As classificações podem ser vistas como convenções para reconhecer e nomear grupos distintos. A classificação visa oferecer nomes estáveis; no entanto, devido à sua dependência de mudar as condições, ou seja, critérios para classificação, elas sempre mudarão (TIBELL, 1998). Até a descoberta revolucionária de Schwendener, em 1868, não se entendia que os líquens eram na verdade "organismos duplos" compostos de um ou vários componentes, como algas, o fotobionte, e um componente fúngico, o micobionte. Antes dessa data, os líquens eram considerados organismos únicos e, portanto, eram tratados como uma unidade sistemática, separados de fungos, musgos e algas (TEHLER; WEDIN, 2008). Desta forma, as primeiras classificações publicadas para líquens tratavam-nos como um grupo separado de outros organismos, destacando-se os trabalhos de Acharius, Nylander, Zahlbruckner e outros, e só mais tarde, de forma gradual os líquens foram integrados ao sistema fúngico de classificação ao longo do século XX (LÜCKING et al. 2017).

O problema quanto à classificação de líquens devia-se ao problema com as definições de espécie e taxa (TIBELL, 1998). De acordo com Tibell (1998), o conceito de espécie é muito diferente em diferentes grupos de organismos, e nem sempre claramente entendido nos líquens. A prática no reconhecimento de espécies varia na liquenologia e esse é um ponto sempre muito discutido entre os liquenologistas. Nimis (1998) disse que o conceito de espécie é, pelo menos em princípio, baseado em uma definição operacional: uma espécie inclui todos os organismos capazes de trocar material genético. Para ele, essa definição pode ser questionável para vários grupos de plantas vasculares e ainda mais para fungos, mas existe um consenso geral de que, de uma maneira ou de outra, 'espécie' se refere a populações que funcionam como unidades reprodutivas-evolutivas.

Outra problemática importante para os líquens era a nomenclatura. Os nomes são uma questão muito importante e, embora os taxonomistas tenham permissão para definir a nomenclatura das espécies, essa nomenclatura deve seguir algumas regras (NIMIS, 1998). Assim, os líquens precisavam de nomes e, formalmente, a ligação dos nomes ao micobionte foi uma convenção nomenclatural útil e bem estabelecida

(TIBELL, 1998). Por conseguinte, embora os fungos liquenizados não constituam uma entidade taxonômica, acredita-se que uma classificação apenas de táxons liquenizados é útil para pesquisadores de fungos liquenizados, pois serve como uma referência de fácil acesso (LÜCKING et al. 2017).

Os líquens estão classificados no Reino Fungi, sub-reino Dikarya, e nos dois filos Ascomycota e Basidiomycota (LUTZONI, 2001; JAMES et al., 2006; HIBBETT et al., 2007). Ascomycota é o maior filo dentro dos fungos e é caracterizado pela produção ascósporos em sacos especializados, que são denominados de ascos, que podem ou não ser produzidos dentro de um esporocarpo chamado de ascoma. Este filo é dividido em três subfilos monofiléticos: Taphrinomycotina, Saccharomycotina e Pezizomycotina (JAMES et al., 2006). Os líquens estão distribuídos no subfilo Pezizomycotina (LÜCKING et al., 2017). O filo Basidiomycota inclui cerca de 30.000 espécies, entre estas ferrugens, carvões, leveduras, cogumelos e outros.

A maioria caracteriza-se por basidiósporos na parte externa de meiosporângios tipicamente em forma de bastão, os basídios (JAMES et al., 2006). Neste filo, os líquens estão distribuídos no subfilo Agaricomycotina Doweld.

Em geral, no reino Fungi, 115 famílias, 39 ordens e oito classes contêm fungos liquenizados (LÜCKING et al., 2017). A maioria destas espécies é encontrada em Ascomycota (WEBSTER; WEBER, 2007; NASH, 2008; KRAICHAK et al., 2018). Sete das 13 classes atualmente reconhecidas em Ascomycota incluem fungos formadores de líquen. São elas: 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 (LÜCKING et al., 2017). Lecanoromycetes constitui a maior classe de líquens, incluindo duas subclasses principais, Lecanoromycetidae e Ostropomycetidae (KRAICHAK et al., 2018). Em Basidiomycota, a classe que possui espécies liquenizadas é Agaricomycetes Doweld, a qual está distribuída em cinco ordens, cinco famílias, 15 gêneros e 172 espécies de líquens. Entretanto, alguns gêneros, famílias e ordens estão classificados em posição incerta dentro das classes citadas (LÜCKING et al., 2017).

2.7. Líquens da Restinga

No Nordeste do Brasil, a Floresta Atlântica é muito rica em fungos liquenizados e são reconhecidas 784 espécies (CÁCERES et al., 2017).

Para a Restinga, a maioria dos trabalhos se concentram nas regiões Sul e Sudeste (DAL- FORNO, 2009; MARTINS, 2006, MARTINS-MAZZITELLI, 2011; FEUERSTEIN, 2014), sendo a biota liquenizada da Restinga do Nordeste apontada esporadicamente em alguns trabalhos (CÁCERES et al., 2007; CÁCERES et al., 2008; CÁCERES et al., 2017). Assim, este é o primeiro trabalho mais abrangente para fungos liquenizados desse ecossistema, no Nordeste do Brasil. Por isso, é preciso levar em consideração estudos sobre a biodiversidade, padrões de distribuição, Biogeografia, Filogeografia, entre outros, para esse ecossistema, levando-se em conta o rápido estado de fragmentação e perda de habitat dessa vegetação costeira (ROCHA et al., 2007; GOMES et al., 2008). Assim, faz-se necessário um estudo próprio para a região, contribuindo para o conhecimento das espécies de líquens dessa vegetação, assim como elucidar questões relacionadas à distribuição das espécies liquênicas nesse ecossistema e sua ecologia e estrutura filogenética.

3. Material e métodos

3.1. Áreas de Coleta

O estudo foi desenvolvido em nove áreas de restinga no Nordeste do Brasil (Figura 1), entre os estados do Rio Grande do Norte e Bahia: Santuário Ecológico de Pipa-RN, Reserva Biológica Santa Isabel-SE, Floresta Nacional da Restinga de Cabedelo-PB, Reserva Particular do Patrimônio Natural Mata Estrela-RN, Área de Proteção Ambiental Nossa Senhora de Guadalupe, Sirinhaém-PE, Área de Proteção Ambiental Nossa Senhora de Guadalupe-Tamandaré-PE, Área de Proteção Ambiental Litoral Norte da Bahia-Massarandupió-BA, Área de Proteção Ambiental Litoral Sul da Bahia-Trancoso-BA, Área de Proteção Ambiental Barra de São Miguel-AL (Figura 2). Para os estudos ecológicos, a área de Proteção Ambiental Nossa Senhora de Guadalupe-Tamandaré-PE não foi inserida devido à falta de coleta ecológica que não foi realizada no local.

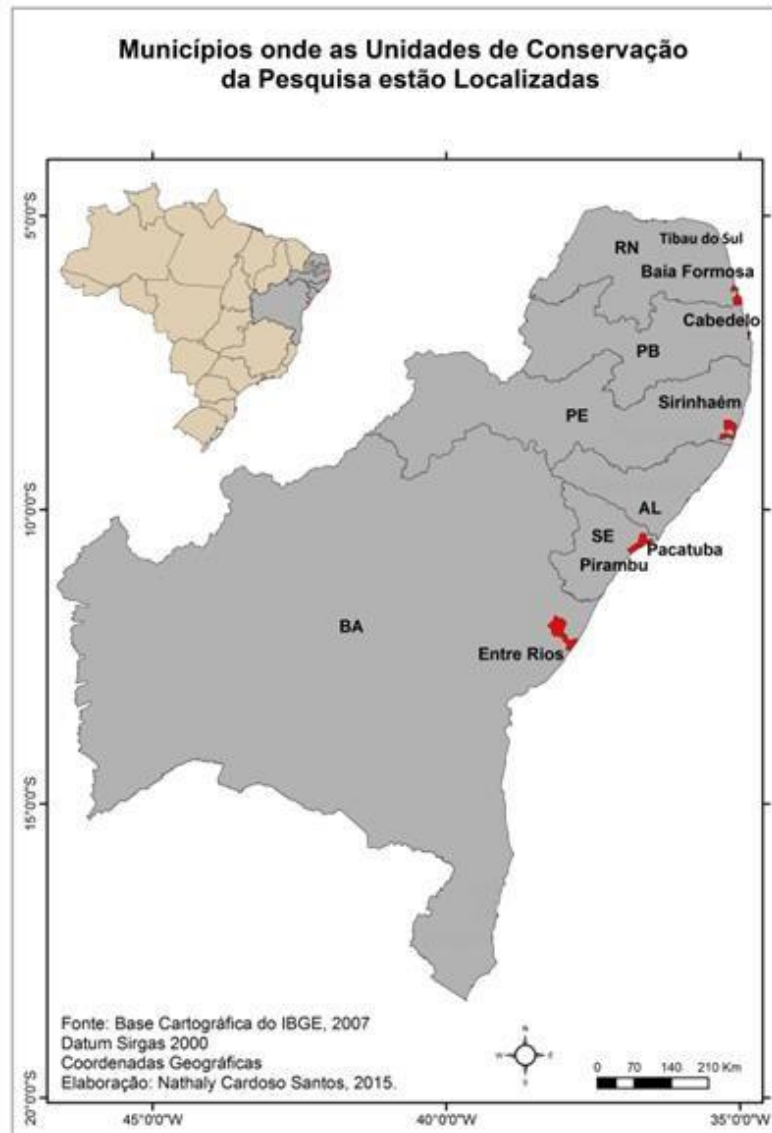


Figura 1- Mapa do Brasil com ênfase para a região Nordeste e as áreas de estudo (Estado e Município). Fonte: Cardoso, 2011.

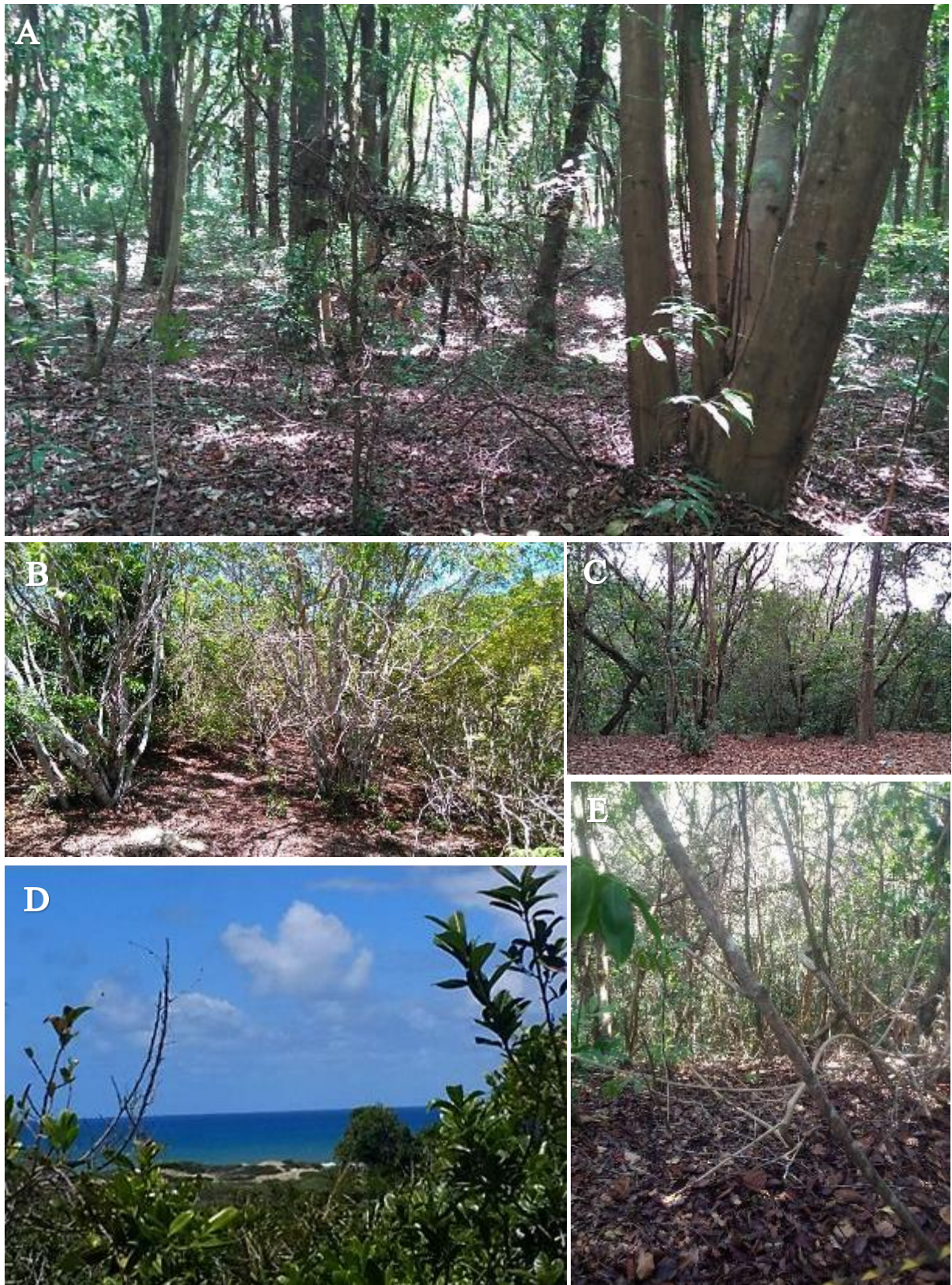


Figura 2- Figura 2. A. FLONA Restinga de Cabedelo-PB; B. APA Nossa Senhora de Guadalupe, Sirinhaém--PE; C. RPPN Mata Estrela- RN; D. APA Litoral Norte-Massandupió-BA; E. APA APA Barra de São Miguel-AL. Fonte: A autora, 2020.

3.2. Coleta e processamento do material liquênico

As coletas foram realizadas de outubro de 2016 a fevereiro de 2019. Foram utilizados dois transectos em cada área, distando entre si 50 m, ao longo dos quais foram demarcados 15 pontos com uma distância de 10 m entre cada um, totalizando 30 pontos em cada área, e um total de 180 pontos (ou árvores) (Cáceres et al. 2007). Como critério de escolha da árvore, foram selecionados indivíduos lenhosos com, no mínimo, 2 m de altura, diâmetro à altura do peito (DAP) \geq 6 cm e presença de talos liquênicos. A medida do DAP foi feita através da circunferência a altura do peito (CAP) de cada forófito, aferida com uma fita métrica colocada ao redor do tronco, numa altura de 1,5 m distante do solo e utilizada como parâmetro ambiental. Em seguida o CAP foi convertido em DAP.

Cada árvore selecionada representou uma unidade amostral, onde foram coletados os talos ocorrentes na altura de 0,5 m até 2 m. Para cada árvore escolhida para coleta, foi feito georreferenciamento com Global Position System (GPS) para localização específica dessa. No entanto, para a análise estatística de espécies indicadoras e NMS os dados foram reduzidos, sendo considerado um conjunto de 5 árvores como uma unidade amostral.

O material coletado foi prensado para secagem em temperatura ambiente. Após a secagem, exsiccatas foram confeccionadas, utilizando-se papel cartão branco de dimensões 14×9 cm. As amostras foram submetidas a congelamento em freezer por sete dias, para evitar a contaminação por artrópodes, ácaros e outros fungos.

3.3. Identificação das espécies de Líquens

O trabalho de identificação e descrição foi realizado na Universidade Federal de Sergipe, em Itabaiana, utilizando um estereomicroscópio Leica EZ4 e um microscópio composto Leica DM500, e também em Soest usando um estereomicroscópio Olympus SZX7 e um microscópio Olympus BX50 com contraste de interferência. 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 e assexuadas, entre outros. Para análise microscópica foram feitos cortes à mão livre com lâminas de aço dos ascomas. Os cortes foram montados entre lâmina e lamínula em água destilada. Para a observação de reações químicas com determinados compostos

secundários do líquen foi utilizada solução aquosa de hidróxido de potássio (KOH) a 10 % e solução de Lugol a 2%.

As amostras coletadas foram identificadas até o nível específico a partir de literatura especializada (MARBACH, 2000; CÁCERES, 2007; LÜCKING et al., 2009; APTROOT et al., 2008; APTROOT et al., 2013; HARRIS, 1995; SIPMAN et al., 2012; APTROOT, 2012; LÜCKING et al., 2011; RIVAS PLATA et al., 2010; SIPMAN, 2003; APTROOT; CÁCERES, 2013; 2016).

A atualização da nomenclatura taxonômica das espécies citadas na literatura consultada foi realizada, quando necessária, com o auxílio de revisões taxonômicas e filogenéticas (APTROOT; CÁCERES, 2016; LÜCKING et al., 2017; SOBREIRA et al., 2018; LENDEMER; HODKINSON, 2012; KISTENICH et al., 2018; HYDE et al., 2019), e consultas ao banco de dados do Index Fungorum (www.indexfungorum.org).

3.4. Análise da Riqueza e Composição de espécies de líquens corticícolas das áreas de Restinga do Nordeste do Brasil

3.4.1. Análise univariada

A riqueza de espécies (S) foi determinada pelo número total de espécies identificadas em cada área de estudo. O índice de diversidade de Margalef (d) foi estimado pela equação: $d = (S-1)/\ln N$; onde S é o número total de espécies; N é o número de total de indivíduos de todas as espécies. Em seguida, os dados foram comparados pelo teste de Kruskal-Wallis ($p < 0,05$), utilizando o programa Statistica 6.0.

3.4.2. Análise multivariada

Os dados da composição e distribuição das comunidades de líquens foram ordenados usando “nonmetric multidimensional scaling” (NMS) (KRUSKAL, 1964).

Para análise de espécies indicadoras, utilizou-se o teste de Monte Carlo (Dufrene & Legendre, 1997), considerando como valor de indicação ≥ 25 e nível de significância $< 5\%$. Essa análise foi realizada para detectar possíveis relações entre espécies de líquens com os locais estudados. As análises de espécies indicadoras e NMS foram realizadas no programa PC-ORD 6.0 (McCUNE; MEFFORD, 2011).

Devido ao grande número de ausências em cada árvore com relação ao número

total de espécies, os dados foram reduzidos para a realização das análises de espécies indicadoras e NMS. A redução da planilha foi necessária para possibilitar a análise dos dados em duas dimensões (NMS). Todas as áreas continham dois transectos, cada um com 15 amostras de árvores. Na redução da planilha de dados, em todos os transectos cada conjunto de 5 árvores foi considerado como uma amostra composta. Os dados foram registrados como presença e ausência das espécies de líquens.

3.5. Compilação de dados dos registros de Líquens Corticícolas para o Nordeste do Brasil

Foi construída uma lista com todos os táxons registrados para o Nordeste do Brasil, nos biomas Floresta Atlântica e Caatinga, e nos ecossistemas Brejo de Altitude, Restinga, Manguezal, e fitofisionomias Cerradão e Carrasco. Para tanto, foi realizado um levantamento bibliográfico dos líquens corticícolas neles registrados, dentro da abrangência do estudo, complementado por coletas de líquens corticícolas.

Após o diagnóstico inicial das lacunas de conhecimento na Restinga do Nordeste, nove localidades foram selecionadas para realização de novos inventários liquenológicos.

As informações provenientes dos inventários realizados foram integradas às do levantamento bibliográfico, totalizando uma base de dados da micota liquenizada corticícola de 23 localidades. Os trabalhos utilizados como fonte de dados para os líquens registrados nestas regiões do país foram: Aptroot, 1991; Aptroot et al., 2013a,b; Aptroot et al., 2016b; Aptroot & Cáceres, 2013; Cáceres, 1999; 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. Além destes dados, foram adicionados à lista os registros obtidos durante as coletas em áreas de restinga.

Este levantamento foi utilizado como base para a elaboração de uma supermatriz de dados que foi utilizada para a análise filogenia de comunidades, os táxons foram reunidos em uma tabela foram registrados os tipos vegetacionais onde ocorreram (Apêndice A), e com isso foram construídos cladogramas filogenéticos baseados na literatura.

3.6. Construção do Cladograma

Obtida a lista com todos os táxons de líquens corticícolas registrados na região Nordeste, deu-se início à classificação taxonômica em ordens, famílias e gêneros. Esta classificação taxonômica 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; LÜCKING et al., 2017; LUMBSCH; LINDEMUTH, 2001; MIADLIKOWSKA et al., 2006; 2014; NELSEN et al., 2009a; 2011; 2014b; PARNMEN et al., 2012; SCHOCH et al., 2006; 2009; STAIGER, 2002; STAIGER et al., 2006; RIVAS PLATA et al., 2011; 2012). Após a classificação, foram construídos cladogramas no formato Newick.

O formato Newick consiste em um arquivo do tipo txt onde os nomes dos táxons registrados são descritos, conforme exemplo abaixo, de acordo com a classificação taxonômica baseada na literatura vigente, seguindo um modelo que consiste em: no arquivo, faz-se uso de parênteses e vírgulas, além de ponto e vírgula no final na descrição de todos os táxons; com o auxílio do programa FigTree é possível visualizar uma árvore de classificação taxonômica (Figura 3).

Exemplo de Classificação da família Physciaceae:

(Rinodina,(Hyperphyscia,(Heterodermia,Physcia)));

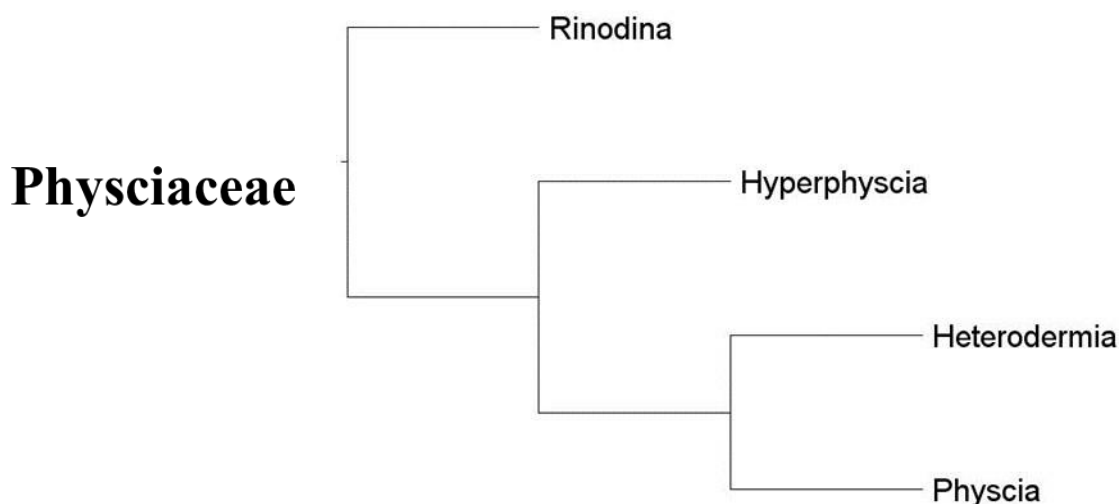


Figura 3- Exemplo de cladograma seguindo o formato Newick visualizado no Figtree para Physciaceae.

A construção do cladograma seguiu os seguintes passos: primeiramente, foi construído o cladograma das classes presentes na lista. Depois, para cada ordem, foram feitos os cladogramas das famílias, unindo estes cladogramas no final ao primeiro cladograma de ordens. Em seguida, para cada família, foram construídos os cladogramas dos gêneros, e também adicionados ao cladograma inicial. Por último, foram incluídas as espécies em cada gênero.

3.7. Filogenia de Comunidades

Para a análise de filogenia de comunidades, foi utilizado o programa Phylocom 4.2. (WEBB et al., 2008). Para caracterizar as comunidades de líquens corticícolas da Restinga em um contexto filogenético, foram calculados os seguintes índices e métricas:

- Índice de Diversidade Filogenética (Phylogenetic Diversity - PD) de Faith, definido como o comprimento total mínimo de todos os ramos filogenéticos necessários para medir um conjunto de taxa na árvore filogenética (FAITH, 1992), é a medida quantitativa da diversidade filogenética "PD". Resume-se como a soma de comprimentos dos ramos da árvore de espécies presentes na comunidade versus o comprimento total dos ramos da árvore; ou seja, qual a proporção da filogenia que está presente em uma comunidade?

- Média da Distância Filogenética (Mean Phylogenetic Distance - MPD) em conjunto com um teste de randomização, demonstra se a distância média é diferente quando ao acaso; 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), é a distância média filogenética mais próxima entre as espécies em uma comunidade contra as distâncias randomizadas; é o mesmo que o MPD, no entanto apenas a menor distância é considerada para cada espécie e tem o objetivo de testar se as espécies estreitamente relacionadas formam parte da mesma comunidade.

- Índice de Relacionamento Líquido (Net relatedness index - NRI), representa o grau de relação das espécies de uma comunidade de acordo com o grau de relação do total de espécies estudadas. Com isso determina se uma comunidade é filogeneticamente aglomerada (apresenta certas linhagens dominantes), ou se é superdispersa (demonstra alta variação de linhagens diferentes). Valores positivos de

NRI indicam que as espécies são mais próximas filogeneticamente do que o esperado ao acaso, valores negativos indicam que as espécies são mais distantes filogeneticamente do que o esperado ao acaso (WEBB, 2000).

- Índice do Taxon Mais Próximo (Nearest taxon index - NTI), é o cálculo do agrupamento filogenético terminal em uma filogenia. Permite saber se há um aglomerado de espécies ocorrendo acima do nível gênico ou abaixo deste. Quando há muitas espécies congênicas e confamiliares os valores de NTI tendem a ser positivos (Webb, 2000). Quando isso não ocorre, os valores de NTI tendem a ser negativos.

- O conjunto de todos estes índices e métricas permitiu tirar conclusões sobre a origem e as relações entre as comunidades de líquens nas áreas de restinga, em comparação com dados existentes para a Mata Atlântica, Caatinga e Cerrado.

4 Resultados

4.1. Análise da Riqueza e Composição de espécies das áreas de Restinga do Nordeste do Brasil

Com base nas coletas realizadas para este estudo, foram registradas 208 espécies de líquens corticícolas, distribuídas em 60 gêneros e 25 famílias (Tabela 4). Foi encontrada uma espécie nova para a ciência e foram construídas duas chaves de identificação. Graphidaceae Dumort. (57 spp.), Pyrenulaceae Rabenh. (29 spp.), Trypetheliaceae Eschw. (25 spp.) e Caliciaceae Chevall (19 spp.) foram as famílias mais representativas (Figura 14). Quanto aos gêneros, os mais representativos foram *Porina* Müll. Arg. com 9, 5% das espécies *Pyrenula* Ach. (9, 5% do total), *Arthonia* Ach. (8, 77%), *Graphis* Adans. (7, 4 % do total), *Phaeographis* Müll. Arg. (7, 4% do total) (Figura 4).

Houve diferença significativa entre as áreas para o DAP, riqueza (S) e índice de diversidade de Margalef (d). A área com tronco das árvores com maior DAP foi a FLONA Restinga de Cabedelo enquanto o menor DAP foi encontrado na REBIO Santa Isabel. Maior riqueza e maior diversidade foram observadas na APA Trancoso- BA e no Santuário Ecológico de Pipa-RN (Tabela 1).

Tabela 1- Valores da análise de Kruskal-Wallis para as variáveis: Diâmetro a altura do peito (DAP), Índices de Riqueza (s) e Índice de diversidade de Margalef (d) de líquens corticícolas em Restingas do Nordeste.

Áreas	DAP	Riqueza	Índice de Diversidade de Margalef
APA Guadalupe Sirinhaém- PE	11,38 b	2,3 c	0,28 cb
FLONA restinga de Cabedelo	18,73 a	3,56 abc	0,56 ab
Santuário ecológico de Pipa-RN	9,32 b	4,3 a	0,72 a
RPPN Mata Estrela- RN	9,95 b	3,06 abc	0,45 ab
REBIO Santa Isabel APA	6,91 c	3,1 abc	0,45 ab
Massarandupió- BA	9,5 b	3,93 abc	0,64 ab
APA Trancoso- BA	12,36 ab	4,7 a	0,80 a
APA Barra de São Miguel	12,60 ab	3,03 abc	0,44 ab

Médias seguidas da mesma letra, na coluna, não diferem entre si. Fonte: A autora, 2020.

As áreas de restinga, APA Massarandupió-BA, APA Trancoso-BA e Santuário Ecológico de Pipa-RN foram os locais com a maior ocorrência de espécies nos gêneros identificados. APA Guadalupe Sirinhaém-PE foi o local com a menor ocorrência de espécies. Dos 60 gêneros identificados, 40 ocorreram menos de 10 vezes e foram somados e colocados na categoria Outros (Figura 4).

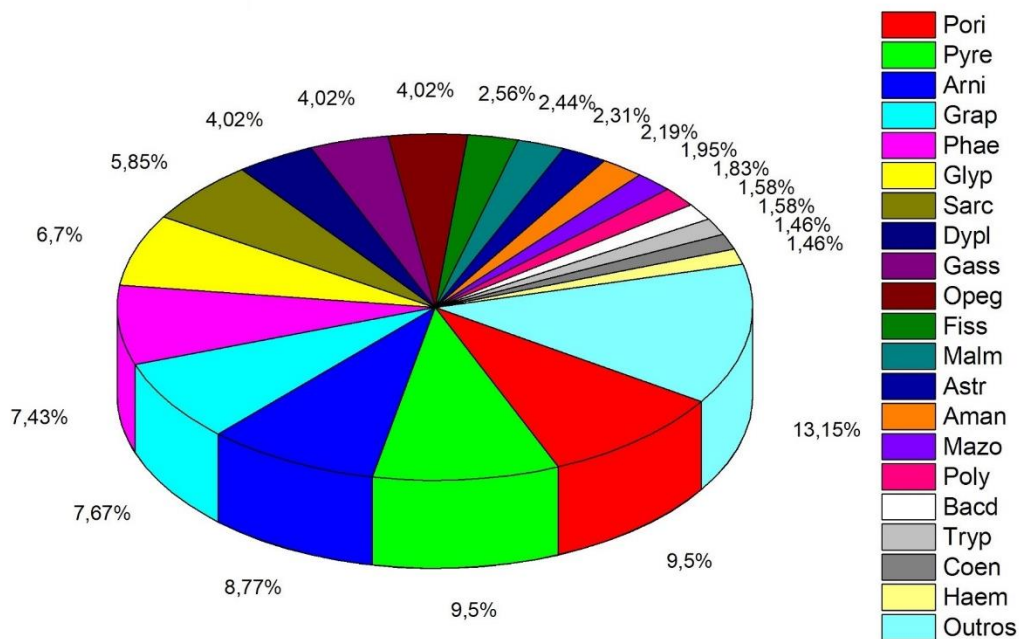


Figura 4- Gráfico dos gêneros de líquens corticícolos mais representativos da Restinga do Nordeste do Brasil.

Os dados da composição das comunidades de líquens foram ordenados usando o método de escala multidimensional não-métrica ou *nonmetric multidimensional scaling* (NMS) (KRUSKAL, 1964). Os eixos da ordenação NMS explicaram 59% da variação dos dados das comunidades de líquens nas áreas amostradas. Os eixos 1 e 2 da ordenação explicaram 43% e 16% da variabilidade dos dados, respectivamente. O NMS também demonstrou maior dissimilaridade entre as áreas que não estão agrupadas (Figura 5).

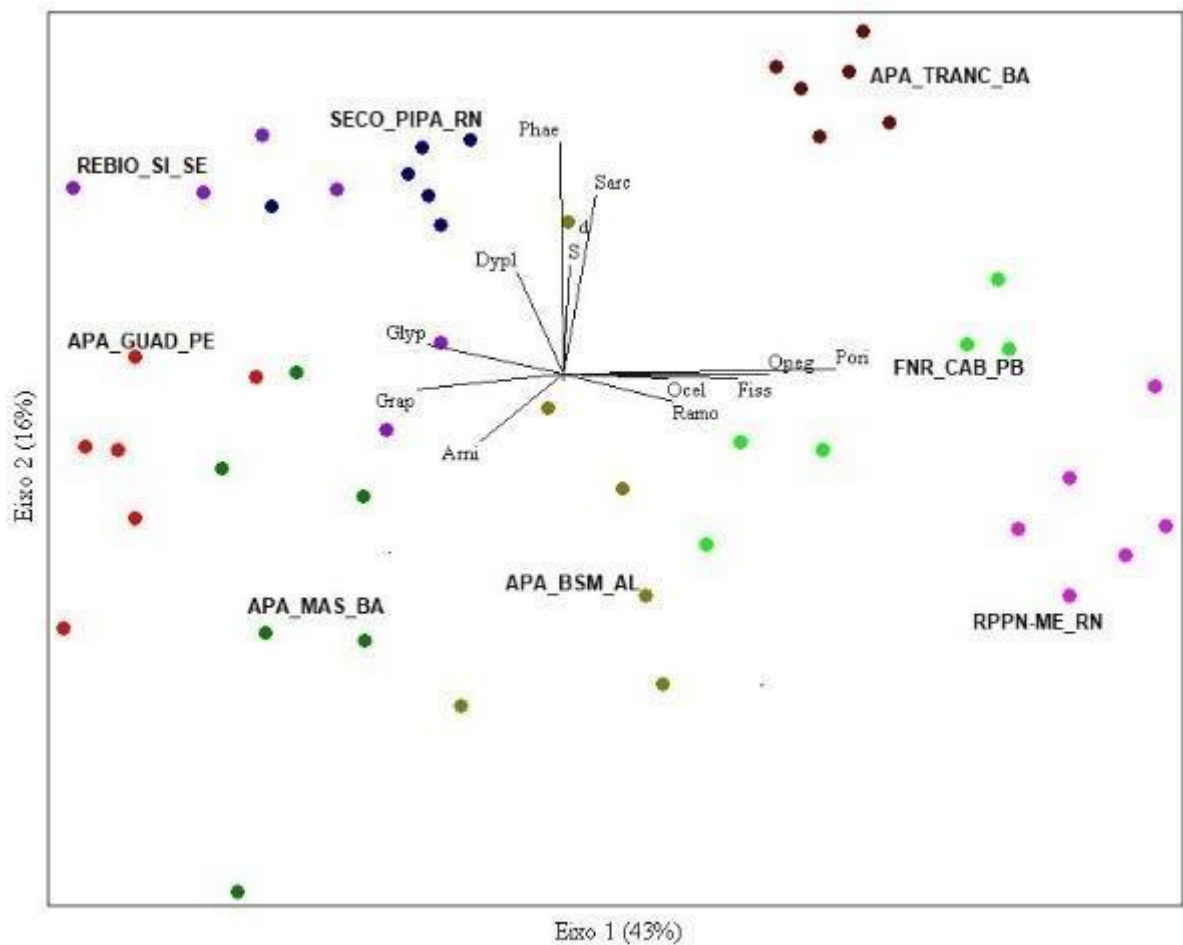


Figura 5- Mudanças na composição da comunidade de líquens, com base na ordenação NMS, em áreas de Restinga do Nordeste do Brasil. Os vetores representam os gêneros que foram correlacionados com os eixos de ordenação.

Ao analisar as espécies indicadoras com relação aos locais, observou-se que todos os locais apresentaram espécies indicadoras com valor de Indicação maior que 25 e significativo para todas as áreas. APA Guadalupe Sirinhaém-PE apresentou o menor número de espécies indicadoras, enquanto as áreas APA Trancoso-BA e Santuário Ecológico de Pipa-RN apresentaram o maior número de espécies indicadoras (Tabela 2; Figuras 6D-F).

Tabela 2- Espécies Indicadoras em áreas de restingas do Litoral nordestino, Brasil.

Local	Espécie indicadora	Valor de Indicação	Valor de <i>p</i>
APA Guadalupe Sirinhaém- PE	<i>Arthonia</i> sp. 2	44,4	0,0059
APA Guadalupe Sirinhaém- PE	<i>Graphis pinicola</i>	50	0,0001
FLONA Restinga de Cabedelo- PB	<i>Coenogonium isidiosum</i>	44,4	0,002
FLONA Restinga de Cabedelo- PB	<i>Coenogonium subdentatum</i> (Fig. 6A)	50	0,009
FLONA Restinga de Cabedelo- PB	<i>Porina distans</i> (Fig. 6B)	56,7	0,0001
FLONA Restinga de Cabedelo- PB	<i>Porina núcula</i> (Fig. 6C)	66,7	0,0008
Santuário Ecológico de Pipa-RN	<i>Arthonia</i> sp. 3	83,3	0,0002
Santuário Ecológico de Pipa-RN	<i>Dyplolabia afzelii</i> (Fig. 6D)	42,9	0,0008
Santuário Ecológico de Pipa-RN	<i>Gassicurtia coccinea</i> (Fig. 6E)	60	0,0002
Santuário Ecológico de Pipa-RN	<i>Glyphis cicatricosa</i> (Fig. 6F)	29,5	0,02
Santuário Ecológico de Pipa-RN	<i>Glyphis scyphulifera</i>	70,5	0,0001
Santuário Ecológico de Pipa-RN	<i>Pertusaria</i> sp. 2	50	0,01
Santuário Ecológico de Pipa-RN	<i>Phaeographis aff. Punctiformis</i>	50	0,008
Santuário Ecológico de Pipa-RN	<i>Phaeographis crispata</i>	66,7	0,0007
RPPN Mata Estrela- RN	<i>Fissurina</i> sp. 1	50	0,008
RPPN Mata Estrela- RN	<i>Fissurina</i> sp. 3	72,7	0,0001
RPPN Mata Estrela- RN	<i>Opegrapha</i> sp. 2	36,4	0,03
RPPN Mata Estrela- RN	<i>Porina tetracerae</i> (Fig. 6G)	100	0,0001
RPPN Mata Estrela- RN	<i>Pyrenula circumfiniens</i> (Fig. 6H)	54,5	0,001
RPPN Mata Estrela- RN	<i>Ramonia malmei</i> (Fig. 7A)	66,7	0,0005
REBIO Santa Isabel	<i>Arthonia complanata</i> (Fig. 7B)	47,5	0,0006
REBIO Santa Isabel	<i>Phaeographis nylanderii</i> (Fig. 7C)	30,8	0,04
REBIO Santa Isabel	<i>Polymeridium albocinereum</i>	37,5	0,03
REBIO Santa Isabel	<i>Pyrenula microtheca</i>	53,3	0,003

Local	Espécie indicadora	Valor de Indicação	Valor de <i>p</i>
APA Massarandupió-BA	<i>Amandinea brugierae</i> (Fig. 7D)	50	0,0084
APA Massarandupió-BA	<i>Arthonia aff. interveniens</i>	66,7	0,0001
APA Massarandupió-BA	<i>Lecanora achroa</i> (Fig. 7F)	50	0,009
APA Massarandupió-BA	<i>Opegrapha sp. 3</i>	50	0,007
APA Trancoso- BA	<i>Astrothelium rufescens</i> (Fig. 7G)	50	0,01
APA Trancoso- BA	<i>Diorygma hieroglyphicum</i> (Fig. 7H)	50	0,009
APA Trancoso- BA	<i>Opegrapha cylindrica</i> (Fig. 8A)	31,2	0,03
APA Trancoso- BA	<i>Phaeographis haematites</i> (Fig. 8B)	100	0,0001
APA Trancoso- BA	<i>Porina subpungens</i> (Fig. 8C)	52,2	0,0002
APA Trancoso- BA	<i>Sarcographa fissurinoides</i> (Fig. 8D)	66,7	0,001
APA Trancoso- BA	<i>Sarcographa heteroclita</i> (Fig. 8E)	50	0,01
APA Trancoso- BA	<i>Sarcographa labyrinthica</i> (Fig. 8F)	80	0,0001
APA Trancoso- BA	<i>Sarcographa tricola</i> (Fig. 8G)	30,3	0,04
APA Barra de São Miguel- AL	<i>Bacidina sp.</i>	69,4	0,0001
APA Barra de São Miguel- AL	<i>Chapsa discoides</i>	50	0,01
APA Barra de São Miguel- AL	<i>Mazosia carnea</i> (Fig. 8H)	37	0,008
APA Barra de São Miguel- AL	<i>Phaeographis brasiliensis</i>	31,7	0,02
APA Barra de São Miguel- AL	<i>Pyrenula pyrenuloides</i>	38,1	0,01
APA Barra de São Miguel- AL	<i>Trypethelium eluteriae</i>	30,8	0,02
APA Massarandupió-	<i>Haematomma africanum</i> (Fig. 7E)	83,3	0,0001

Fonte: A autora, 2020.

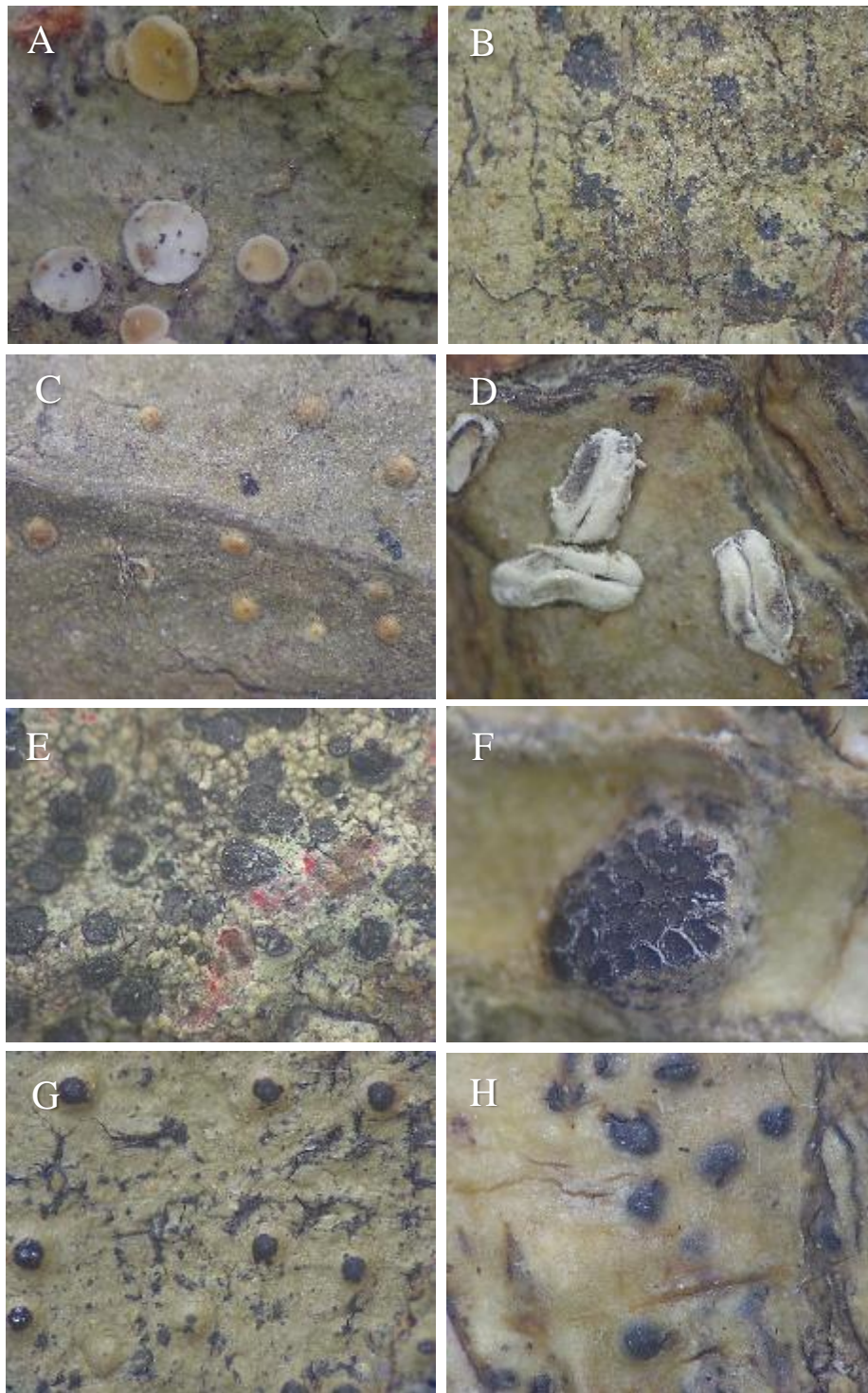


Figura 6- Espécies de líquens corticícolas indicadoras de cada área de coleta. A. *Coenogonium subdentatum*; B. *Porina distans*; C. *Porina núcula*; D. *Dyplolabia afzelii*; E. *Gassicurtia coccínea*; F. *Glyphis cicatricosa*; G. *Porina tetracerae*; H. *Pyrenula circumfiniens*. Fonte: A autora, 2020.

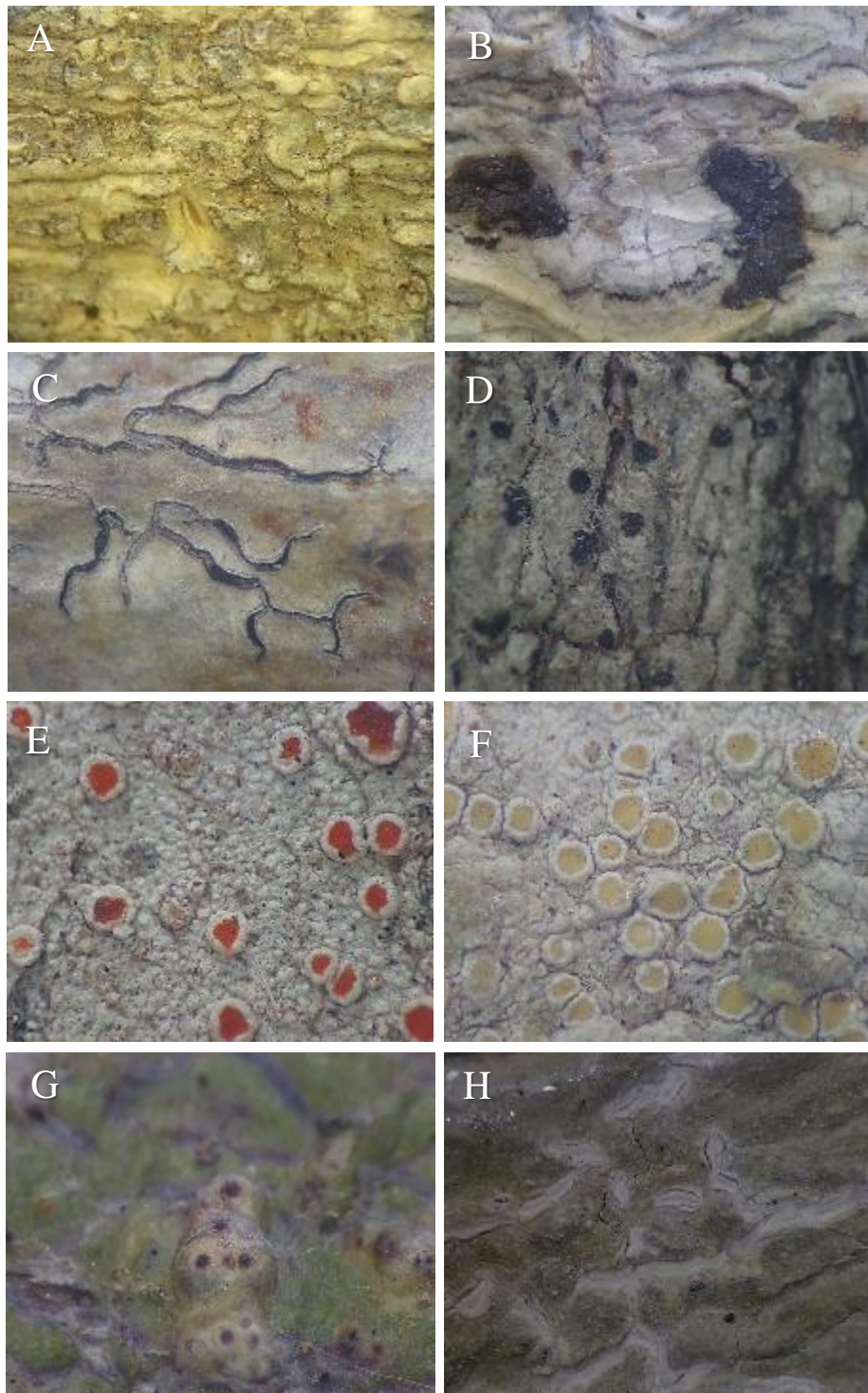


Figura 7- Espécies de líquens corticícolas indicadoras de cada área de coleta. A. *Ramonia malmei*; B. *Arthonia complanata*; C. *Phaeographis nylanderi*; D. *Amandinea brugierae*; E. *Haematomma africanum*; F. *Lecanora achroa*. G. *Astrothelium rufescens*; H. *Diorygma hieroglyphicum*. Fonte: A autora, 2020.

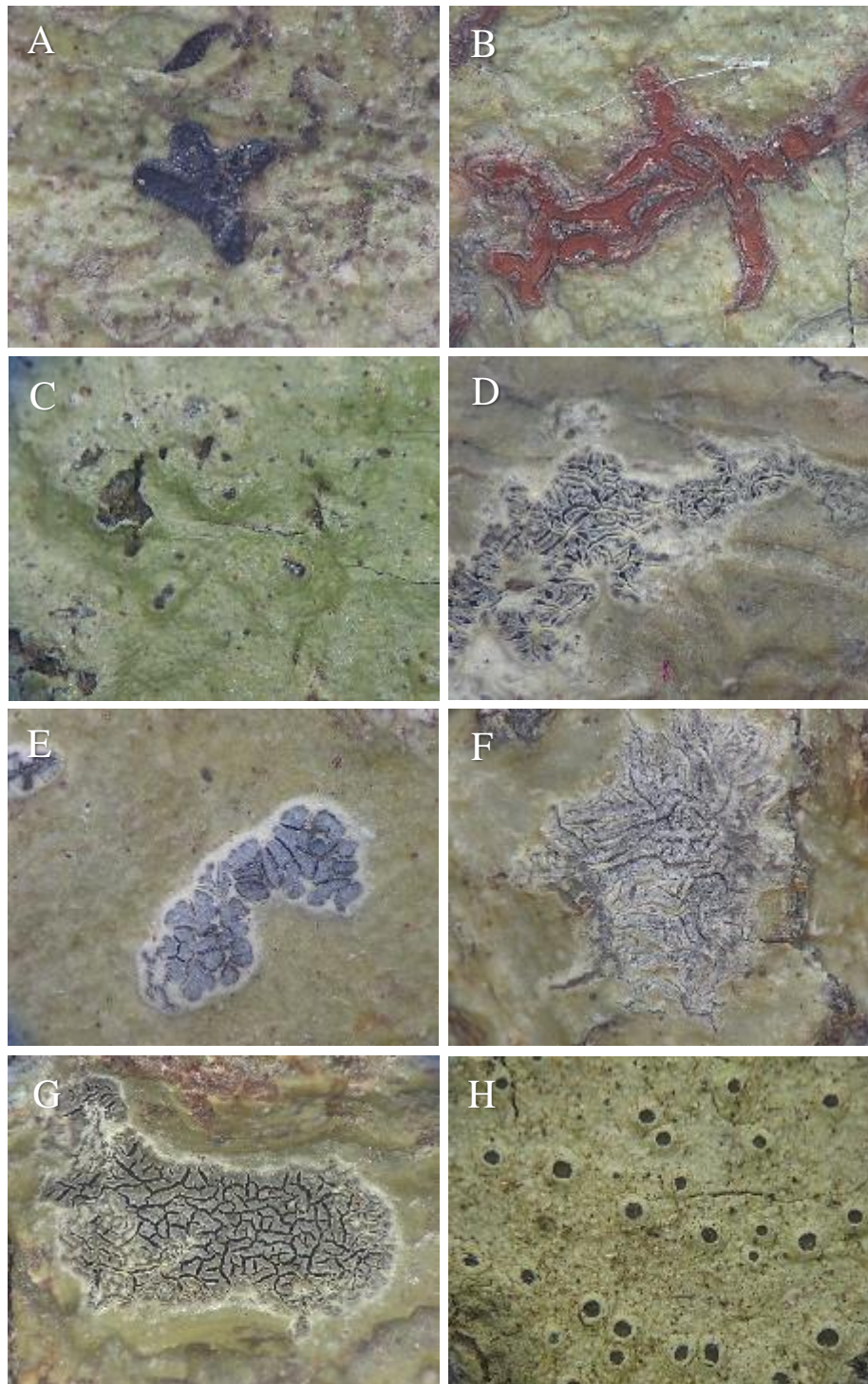


Figura 8- Espécies de líquens corticícolas indicadoras de cada área de coleta. A. *Opegrapha cylindrica*; B. *Phaeographis haematites*; C. *Porina subpungens*; D. *Sarcographa fissurinoides*; E. *Sarcographa heteroclita*; F. *Sarcographa labyrinthica*; G. *Sarcographa tricola*; H. *Mazosia carnea*. Fonte: A autora, 2020.

No âmbito de estudos ecológicos de líquens corticícolas em Restinga arbórea (dominada por árvores), no Nordeste do Brasil, observou-se que Caliciaceae crostosos representando espécies de *Buellia* s.l. são abundantes neste ecossistema, com muitas espécies crescendo lado a lado e, portanto, sendo um elemento importante da micota liquenizada (Tabela 3). Uma espécie do gênero *Gassicurtia* foi considerada nova para a ciência e está sendo descrita formalmente em outra publicação (ANDRADE et al., no prelo).

Durante os estudos ecológicos com líquens corticícolas em Restinga arbórea no Nordeste do Brasil, realizados entre 2016 e 2018, foram coletadas cerca de 160 amostras de espécies crostosas de Caliciaceae não mazaediada (*Buellia* s.l.), representando 18 espécies, em cinco gêneros (Tabela 3), incluindo uma espécie não descrita. O gênero mais encontrado foi *Amandinea* M. Choisy, com sete espécies: *Amandinea brugierae* (Vain.) Marbach, *A. diorista* (Nyl.) Marbach, *A. efflorescens* (Müll. Arg.) Marbach, *A. extenuata* (Müll. Arg.) Marbach, *A. melaxantheta* (Nyl.) Marbach, *A. submontana* Marbach e *A. turgescens* (Tuck.) Marbach.

TAXOMONIA

Gassicurtia restingiana D.S. Andrade, M.Cáceres & Aptroot, sp. nov. (Figuras 9 e 10)

TIPO: BRASIL. BAHIA: APA Massarandupió-BA, em Restinga, em casca de árvore, 2 de setembro de 2017, D.S. Andrade (ISE 45781, holótipo; ABL, isótipo).

Descrição. Talo crostoso, cinza esverdeado, um tanto brilhante, rodeado por uma linha protalo preta de 0,1 mm de largura. Corticado, isídios granulares irregulares de mesma cor do talo e de c. 0,1 mm de largura / espessura e alta cobertura de partes do talo. Apotécio presente no talo entre os isídios, séssil, solitário, 0,3-0,6 mm diam., disco com margem proeminente, preto, não pruinoso ou cinza, margem preta, persistente. Himênio esverdeado, não insperso, K + amarelo, c. 50-65 mm de altura. Parafises sem ramificação. Epitélio com tampas marrons pálidas. Hipotécio marrom escuro. Ascósporos 8 / ascos, 10–12 × 5–6 μm, marrom pálido, liso, elipsóide, termina um pouco pontiagudo. Não foram observados picnídios.

Química. Tálus C–, K + amarelo, P–, UV–. TLC: atranorina.

Ecologia e distribuição. Na casca lisa das árvores em Restinga. Conhecido apenas no

Brasil.

Etimologia: O epíteto refere-se à descoberta desta espécie na vegetação da Restinga.

Tabela 3- Distribuição das espécies de Caliciaceae nas áreas investigadas (BA = Estado da Bahia; SE = Estado de Sergipe; RN = Rio Grande do Norte).

Táxon	Massa randu pió BA	Trancoso BA	Santa Isabel SE	Pipa RN	Tamandaré BA	Massarandu pió BA
<i>Amandinea brugierae</i> (Vain.) Marbach	×					
<i>Amandinea diorista</i> (Nyl.) Marbach	×		×	×		×
<i>Amandinea efflorescens</i> (Müll. Arg.) Marbach		×		×		
<i>Amandinea extenuata</i> (Müll. Arg.) Marbach			×			×
<i>Amandinea melaxanthella</i> (Nyl.) Marbach	×			×		
<i>Amandinea submontana</i> Marbach	×					
<i>Amandinea turgescens</i> (Tuck.) Marbach				×		
<i>Baculifera intermedioides</i> Marbach	×					
<i>Gassicurtia catasema</i> (Tuck.) Marbach	×		×	×		×
<i>Gassicurtia restingiana</i> D.S.Andrade, M.Cáceres & Aptroot sp. nov.	×					
<i>Gassicurtia subpulchella</i> (Vain.) Marbach					×	
<i>Gassicurtia coccinea</i> Fée	×		×			×
<i>Hafellia bahiana</i> (Malme) Sheard	×		×	×		×
<i>Hafellia curatellae</i> (Malme) Marbach	×					
<i>Hafellia fraudans</i> (Starbäck) Pusswald			×			
<i>Stigmatochroma epimartum</i> (Nyl.) Marbach	×					
<i>Stigmatochroma gerontoides</i> (Stirt.) Marbach				×		
<i>Amandinea brugierae</i> (Vain.) Marbach			×	×		×
Total de espécies por área	11	1	7	8	1	6

Fonte: Andrade et al., 2020.

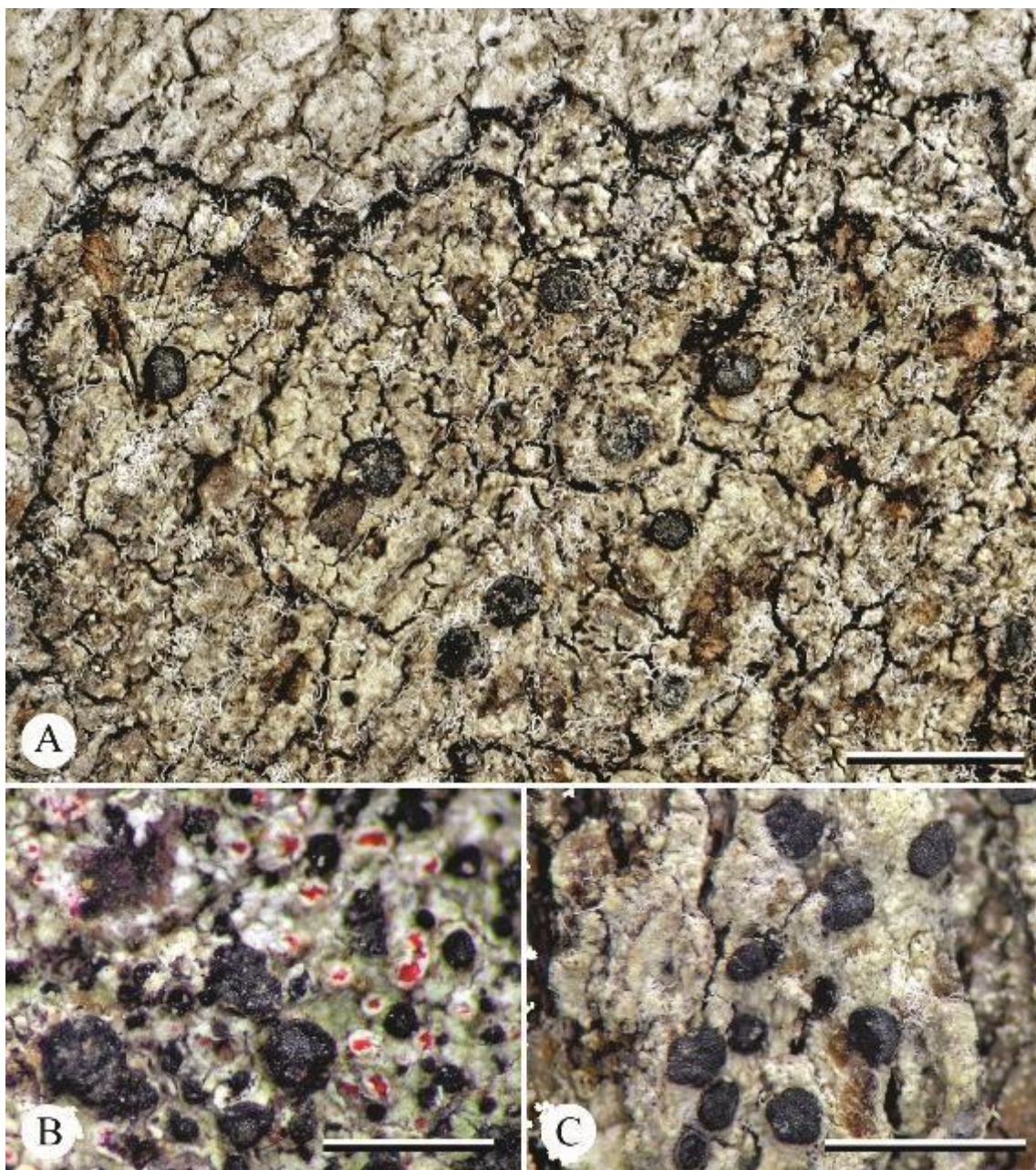


Figura 9- A. *Gassicurtia restingiana*, hábito (holotype), hábito. B. *G. coccinea*, hábito (D.S. Andrade, ISE 45512). C. *G. subpulchella*, hábito (D.S. Andrade, ISE 45642). Escala: A-C= 2mm. Fonte: Andrade et al., 2020.

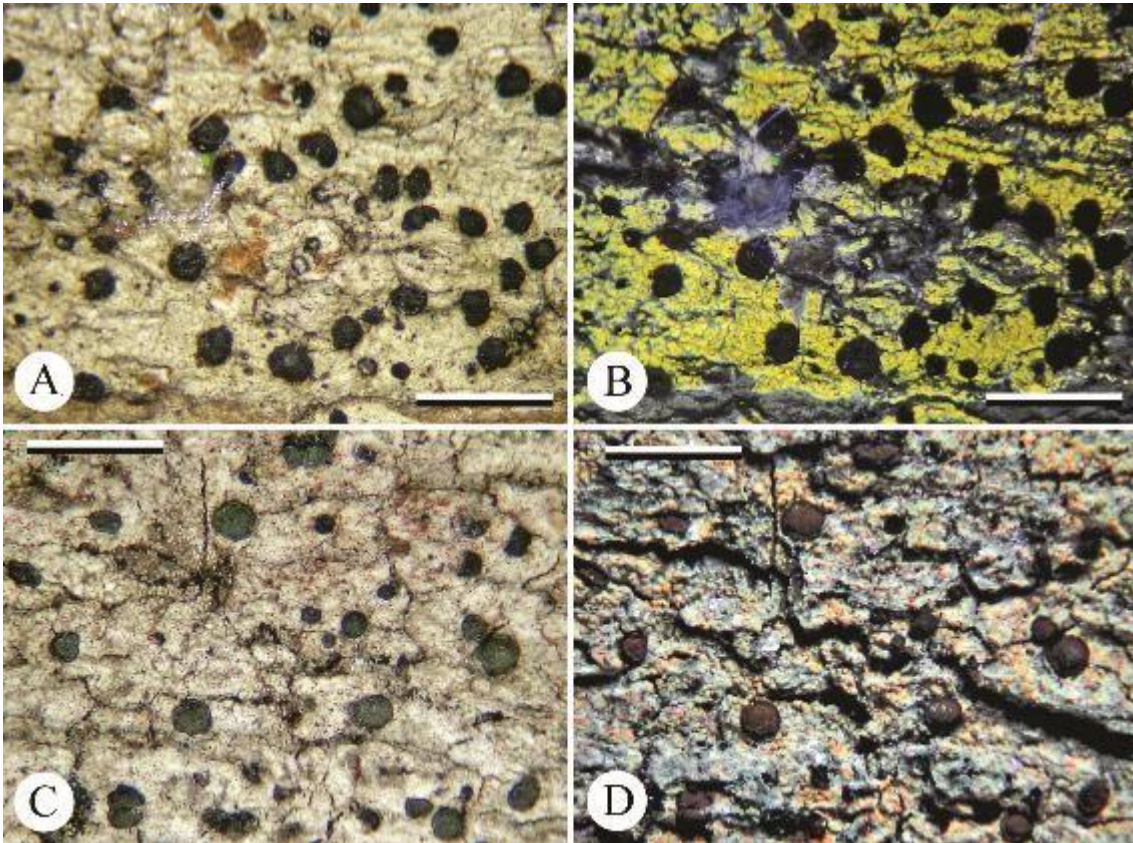


Figura 10- A–B. *Gassicurtia catasema*, talo sob luz normal e sob UV (D.S. Andrade, ISE 45852). C–D. *G. restingiana*, talo sob luz normal e sob UV (holotype). Escala: A–B= 2mm. C–D= 2mm. Fonte: Andrade et al., 2020.

**CHAVE DE IDENTIFICAÇÃO PARA ESPÉCIES DE GASSICURTIA NO
BRASIL**

1. Crescendo em casca ou madeira.....2
1. Crescendo em rochas siliciosas expostas..... 13
2. Talos sem isídio.....3
2. Talos com isídios granulares.....11
3. Ascósporos (8-) 12-16/ascos.....*G. manguensia* Marbach
3. Ascósporos 8/ascos.....4
4. Apotécio vermelho com pruina marrom vermelha ou apenas com margem vermelha.....5
4. Apotécio puro preto ou com pruina esbranquiçada.....7
5. Apotécio apenas com margem vermelha.....*G. rubromarginata* M.M.E. Alves, Aptroot & M. Cáceres
5. Apotécio vermelho e com pruina marrom vermelha.....6
6. Excípulo KOH+ violeta; talo sem pigmento vermelho na medula..... *G. rufofuscescens* (Vain.) Marbach.
6. Excípulo KOH-; talo com pigmento vermelho na medula.....*G. ferruginascens* (Malme) Marbach & Kalb
7. Apotécio com pruina esbranquiçada.....8
7. Apotécio sem pruina.....10
8. Talo UV + azulado (ácido lobárico).....*G. coccifera* Marbach & Kalb (Fig. 9B)
8. Talo UV + vermelho, UV + laranja ou UV.....9
9. Talo UV + laranja (ácido tiofânico).....*G. subpulchella* (Vain.) Marbach (Fig. 9C)

9. Talo UV- ou UV + vermelho (atranorina, ácido baemicésico e squamático, baixa quantidade de ácidos tiofânicos e 3-O-metiltiofânicos e arthothelin)..... *G. acidobaeomyceta* Marbach
10. Excípulo C + dissolução verde *G. coccinoides* Marbach
10. Excípulo C *G. coccinea* Fée (**Fig. 9B**)
11. Isídio avermelhada..... *G. caririensis* M.M.E.Alves, Aptroot & M. Cáceres
11. Isídio acinzentado.....12
12. TaloUV+ amarelo(lichexantona),K +amarelo (atranorina)*Gassicurtia catasema* (Tuck.) Marbach (**Fig.10A,B**)
12. Talo UV-,K+amarelo(apenas atranorina) *Gassicurtia restingiana* D.S.Andrade, M.Cáceres & Aptroot (**Figs. 9A, 10C,D**)
- 13.Talo amarelo brilhante*G. Rhizocarpoides* Aptroot & M.Cáceres
13. Talo acinzentado.....*G. endococcinea* (Vain.) Aptroot

CHAVE PARA ESPÉCIES EPIFÍTICAS E NÃO MAZAEDIADAS DE CALICIACEAE DE RESTINGA NO NORDESTE DO BRASIL

1. Propágulos vegetativos (isídios, soredio) presentes2
1. Propágulos vegetativos ausentes4
2. Soréδιο presente, formado dentro de soralia arredondada... *Amandinea efflorescens* (Müll.Arg.) Marbach
2. Isídio presente.....3
3. Talo UV+amarelo (lichexantona), K+ amarelo (atranorina).....*Gassicurtia catasema* (Tuck.) Marbach (Fig.10A–B)

3. Talo UV-, K+ amarelo (apenas atranorina)
*Gassicurtia restingiana*
 D.S.Andrade, M.Cáceres & Aptroot (Fig. 1A, 2C–D)
4. Apotécia preto puro, sem pruína (Fig. 3, 4)5
4. Apotécio com pruina (Fig. 5A – C).14
5. Himênio insperso (Fig. 3B, D, F)...6
5. Himenio não insperso...8
6. Epitécio K+ violeta; Talo UV-; ascósporos 15–18 × 4-5
 µm..... *Buellia bahiana* Malme (Fig. 11 A–B)
6. Epitécio K.....7
7. Ascósporos 25–40 × 10–17 µm, frequentemente dobrados; talo K + amarelo ->
 vermelho..... *Buellia fraudans* (Starbäck) Elix
 (Fig. 11C–D)
7. Ascósporos 15–17 × 4-5 µm; talo K+ amarelo
 *Buellia curatellae* Malme (Fig. 11E–F)
8. Talo UV +9
8. Talo UV11
9. Asco polisporous (>8 esporos por ascos); taloUV+ laranja
 *Amandinea melaxanthella* (Nyl.) Marbach (Fig.
 4A)
9. Asco com 8 esporos por ascos10
10. Talo UV + laranja a vermelho, K + amarelo, com pigmento vermelho sob o talo;
 ascósporos 8–10 × 2–5 µm..... *Gassicurtia coccinea*
 Fée (**Fig. 9B**)
10. Talo UV+ rosa, K-; ascósporos 10–13 × 3–5 µm
 *Amandinea diorista* (Nyl.) Marbach (**Fig. 12B**)
11. A maioria dos ascósporos com menos de 15µm de
 comprimento..... *Amandinea turgescens* (Nyl.) Marbach
 (Fig. 12C)
11. A maioria dos ascósporos com mais de 15 µm de comprimento.12
12. Talo cinza, K-; ascósporos 10–15 × 5–6
 µm *Amandinea extenuata* (Müll.Arg.) Marbach
 (Fig. 12D)
12. Talo branco.....13
13. Ascósporos com 4-5 µm de largura; hipotécio marrom escuro

- *Amandinea brugierae* (Vain.) Marbach
(Fig.12E)
13. Ascósporos 6-7 μ m de largura; hipotécio marrom escuro a carbonáceo
.....*Amandinea submontana* Marbach (Fig. 12F)
14. Talo UV15
14. Talo UV + laranja16
15. Talo K + amarelo -> vermelho; himênio K + rosa com cristais vermelhos; disco de
apotécio UV + vermelho, pruinose marrom; ascósporos 10-18 \times 5-6
 μ m.....*Stigmatochroma epimartum* (Nyl.)
Marbach (Fig. 5A)
15. Talo K + vermelho; apotécio pruinose na cor talo; ascósporos 12-18 \times 3-5
 μ m.....*Baculifera intermedioides* Marbach (Fig. 13B)
16. Disco de apotécio UV + amarelo, cinza-pruinose; talo K + amarelo, UV + laranja;
ascósporos 10-12 \times 3-5 μ m *Stigmatochroma gerontoides* (Stirt.)
Marbach (Fig. 13C)
16. Disco de apotécio UV-; cinza-pruinose; talo K + amarelo, UV + laranja;
ascósporos 10-13 \times 4-5 μ m*Gassicurtia subpulchella* (Vain.)
Marbach (Fig. 9C)

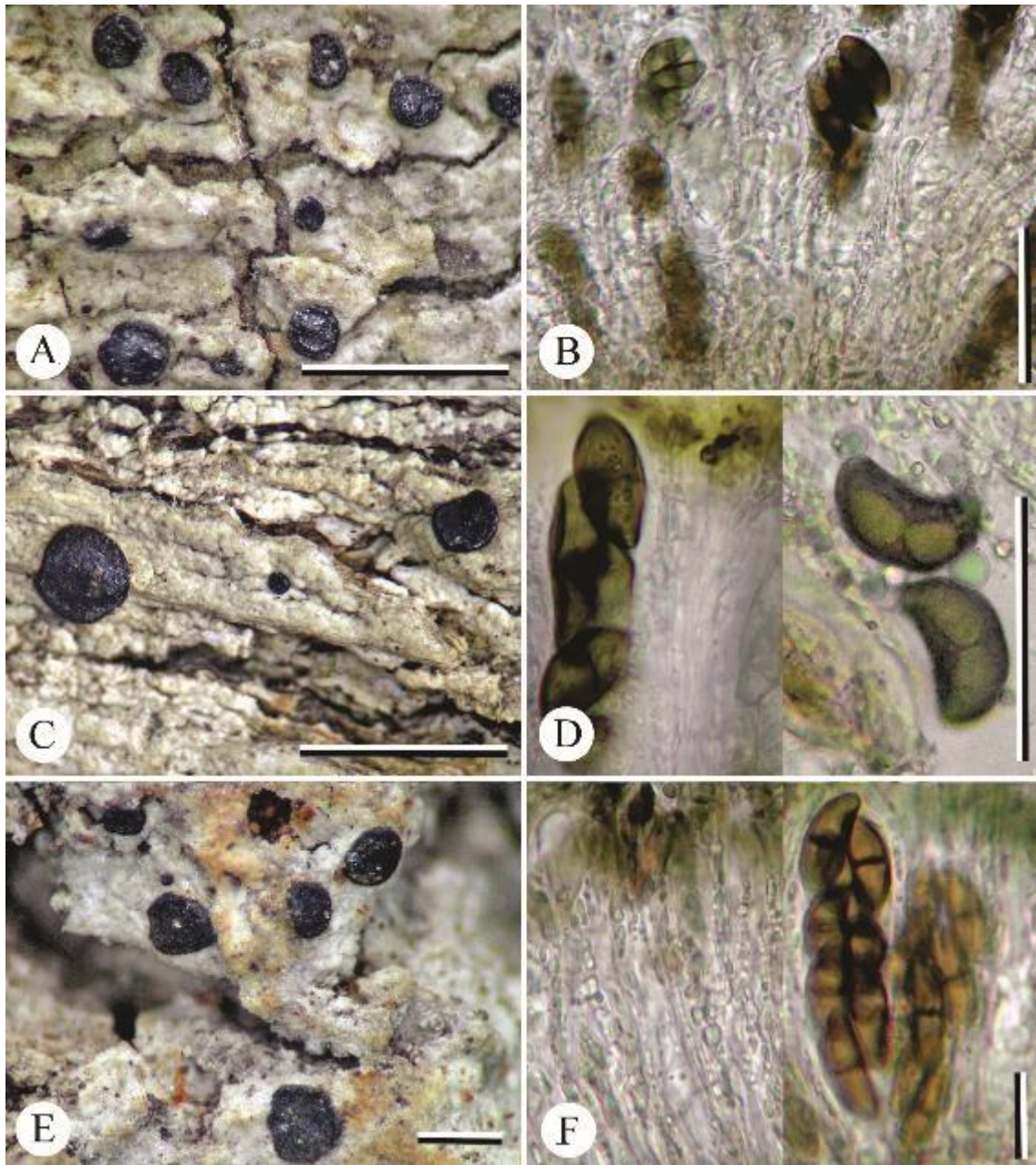


Figura 11- A- B. *Buellia bahiana*, hábito e himênio inspesso com ascosporos (D.S. Andrade, ISE 45853). C-D. *B. curatellae*, hábito e himênio inspesso com ascosporos (D.S. Andrade, ISE 43296). E-F. **B. fraudans**, hábito e himênio inspesso com ascosporos (D.S. Andrade, ISE 45882). Escala: A, C & E= 2mm; B, D & F= 30 µm. Fonte: Andrade et al., 2020.

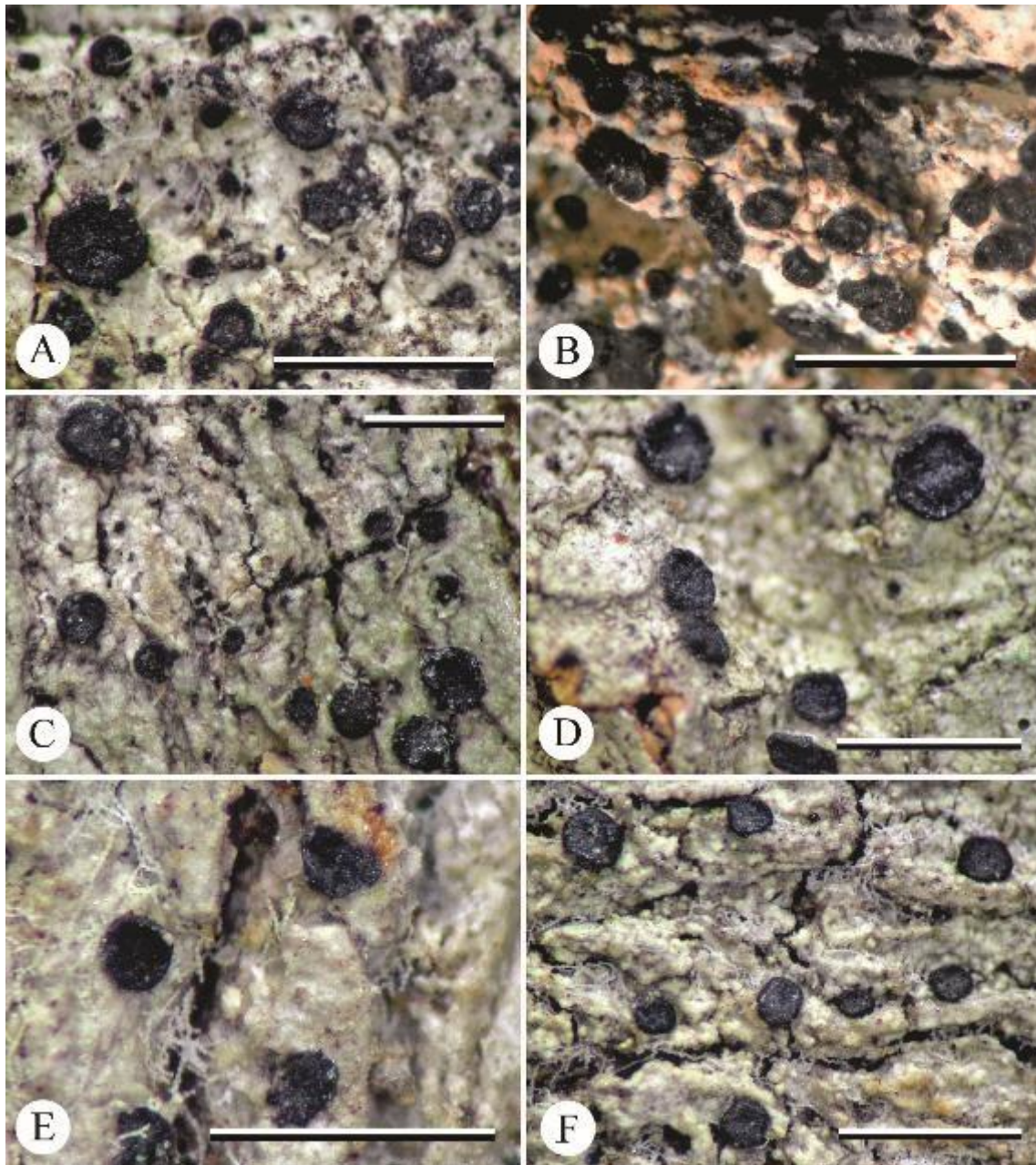


Figura 12- A. *Amandinea melaxanthella*, hábito (D.S. Andrade, ISE 45656). B. *A. diorista*, hábito sob UV (D.S. Andrade, ISE 43205). C. *A. turgescens*, hábito (D.S. Andrade, ISE 45373). D. *A. extenuata*, hábito (D.S. Andrade, ISE 45517). E. *A. brugierae*, hábito (D.S. Andrade, ISE 45896). F. *A. submontana*, hábito (D.S. Andrade, ISE 45648). Escala: A- F= 2mm. Fonte: Andrade et al., 2020.

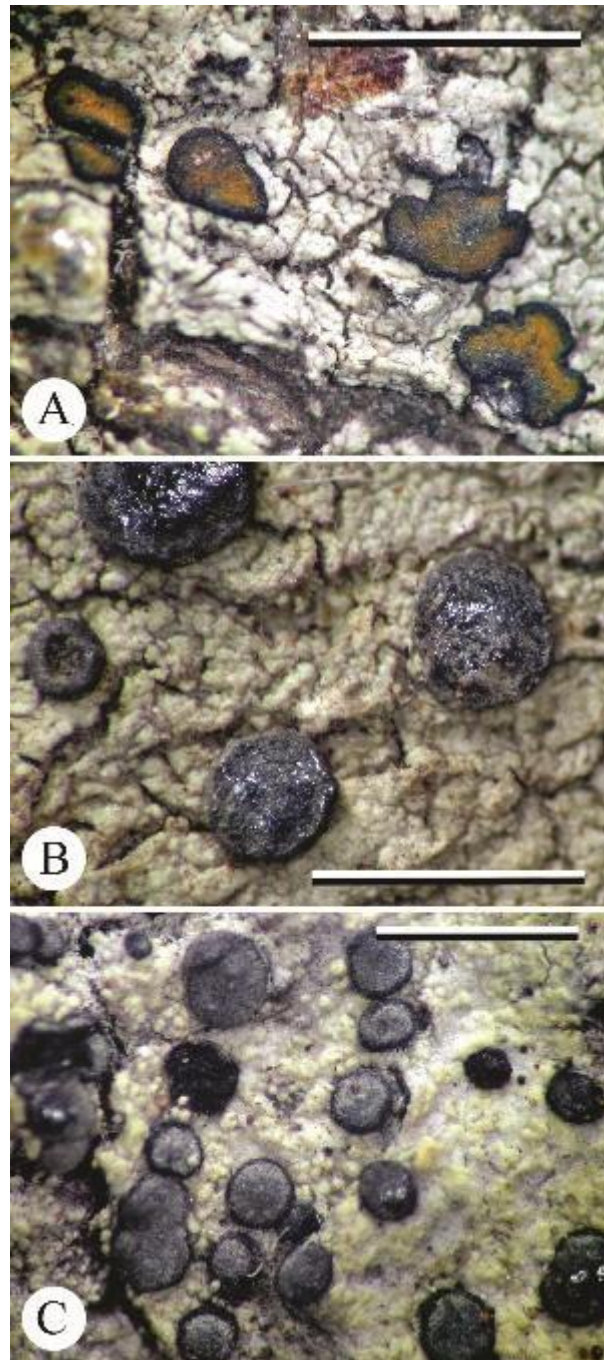


Figura 13- A. *Stigmatochroma epimartum*, hábito (D.S. Andrade, ISE 45285). B. *Baculifera intermedioides*, hábito (D.S. Andrade, ISE 45870). C. *Stigmatochroma gerontoides*, hábito (D.S. Andrade, ISE 43290). Escala: A- C= 2mm. Fonte: Andrade et al., 2020.

Táxons	AM	AC	RS	AT	AB	SP	AS	RE	FC
<i>Dirinaria picta</i> (Sw.) Clem. & Shear					×		×		
<i>Dirinaria</i> sp.							×		
<i>Gassicurtia catasema</i> (Tuck.) Marbach	×		×	×		×			
<i>Gassicurtia coccínea</i> Fée	×		×	×		×			
<i>Gassicurtia</i> sp. Nov.	×								
<i>Gassicurtia subpulchella</i> (Vain.) Marbach	×		×	×		×			
<i>Hafellia bahiana</i> (Malme) Sheard	×								
<i>Hafellia curatellae</i> (Malme) Marbach			×						
<i>Hafellia fraudans</i> (Starbäck) Pusswald	×								
<i>Stigmatochroma epimartum</i> (Nyl.) Marbach						×			
<i>Stigmatochroma gerontoides</i> (Stirt.) Marbach			×			×			
Celotheliaceae Lücking, Aptroot & Sipman									
<i>Celothelium cinchonarum</i> (Müll. Arg.) Vain.		×							
Coenogoniaceae Stizenb.									
<i>Coenogonium isidiosum</i> (Breuss) Rivas Plata, Lücking, L. Umaña & Chaves				×			×		×
<i>Coenogonium linkii</i> Ehrenb.									×
<i>Coenogonium moniliiforme</i> Tuck.		×							
<i>Coenogonium subdentatum</i> (Vězda & G. Thor) Rivas Plata, Lücking, Umaña & Chaves									×
Graphidaceae Dumort.									
<i>Dyplolabia afzelii</i> (Ach.) A. Massal.	×	×	×	×	×	×	×		
<i>Carbacanthographis chionophora</i> (Redinger) Staiger & Kalb						×			
<i>Carbacanthographis crassa</i> (Müll. Arg.) Staiger & Kalb		×							
<i>Carbacanthographis marcescens</i> (Fée) Staiger & Kalb								×	
<i>Chapsa alborosella</i> (Nyl.) Frisch					×	×			×
<i>Chapsa astroidea</i> (Berk. & Broome) M. Cáceres & Lücking			×						
<i>Chapsa discoidea</i> (Stirt.) Lücking					×				

Táxons	AM	AC	RS	AT	AB	SP	AS	RE	FC
Verrucariaceae Eschw.									
<i>Verrucaria albocinerea</i> Kremp.			×						

Fonte: A autora, 2020.

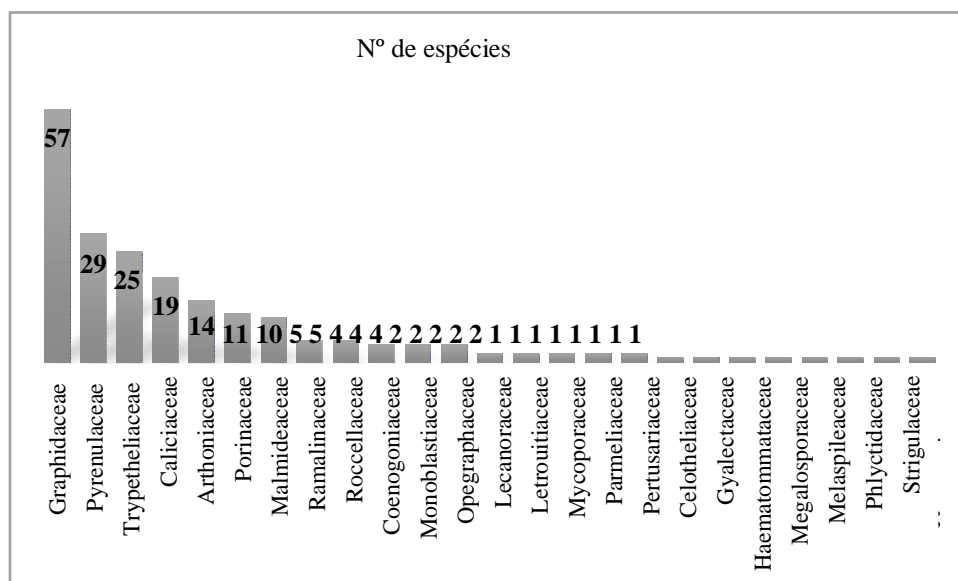


Figura 14- Representatividade das principais famílias de líquens corticícolas registradas através das coletas realizadas neste estudo em áreas de Restinga do Nordeste do Brasil.

4.2. Levantamento do Registro de Líquens para o Nordeste do Brasil

Com base no levantamento de literatura e coletas, foram registrados 1335 táxons específicos, distribuídos em 217 gêneros, 51 famílias, 22 ordens e 6 classes. Os táxons pertencem aos filos Ascomycota e Basidiomycota (Apêndice A). Dentre as espécies, 83 ocorreram apenas em restinga (Quadro 1). E as espécies *Fissurina pseudostromatica*, *Chapsa discoides*, *Trypethelium eluteriae*, *Glyphis cicatricosa*, *Phaeographis brasiliensis*, *Bathelium madreporiforme*, *Dyplolabia afzelii* ocorreram em todos os biomas e ecossistemas aqui estudados.

As famílias Graphidaceae, Trypetheliaceae, Pyrenulaceae e Caliciaceae foram as mais representativas em número de espécies, para os levantamentos liquenológicos e bibliográficos (Figura 15).

A Floresta Atlântica apresentou o maior número de táxons (808 spp.), seguido da Caatinga (576 spp.), Brejo de Altitude (348 spp.), Restinga (322 spp.), Carrasco (123 spp.), Cerradão (122 spp.) e Manguezal (146 spp.). Ressalte-se que para a filogenia foram utilizadas apenas as espécies com filogenia conhecida, assim também os gêneros, e, por consequência algumas espécies não foram adicionadas ao estudo de filogenia de comunidades; posto isto, a riqueza diferiu em pequeno número na análise filogenética de comunidade (ver Tabela 6).

Em sua totalidade, a micota liquenizada corticícola da Restinga do Nordeste do Brasil é uma importante contribuição comparada ao Nordeste, representando 26, 78% da riqueza total de líquens corticícolas da Floresta Atlântica Nordestina e seus ecossistemas adjacentes, 7, 79% do Brasil e 1, 66% do mundo (Tabela 5).

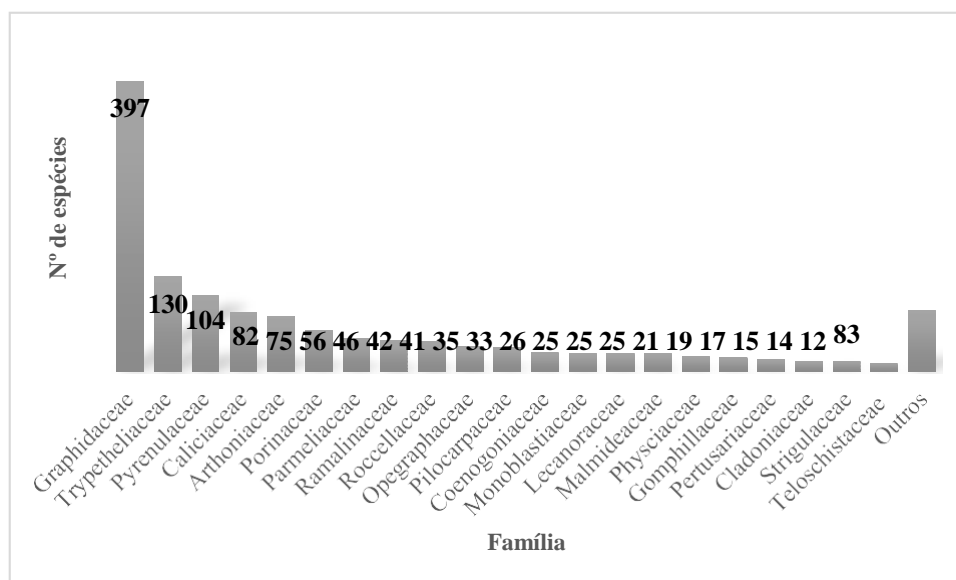


Figura 15- Representatividade das principais famílias registradas no levantamento bibliográfico para o Nordeste do Brasil.

Tabela 5- Comparação do número de espécies de líquens corticícolas da restinga do Nordeste do Brasil com outras regiões.

Regiões	Nº de espécies	Referências
Restinga do Nordeste do Brasil	322	Este estudo
Floresta Atlântica Nordestina	1218	Este estudo
Brasil	4134	Aptroot, ainda não publicado
Mundo	19.387	Lücking et al. 2016-2017

Fonte: A autora, 2020.

Quadro 1. Espécies que ocorreram apenas na Restinga do Nordeste quando comparadas aos outros biomas do Nordeste.

<i>Bacidina</i> sp.	<i>Graphis cilindrospora</i>
<i>Acanthothecis</i> aff. <i>tetraphora</i>	<i>Graphis ferruginea</i>
<i>Acanthothecis consocians</i>	<i>Graphis leptoclada</i>
<i>Amandinea brugierae</i>	<i>Graphis nilgiriensis</i>
<i>Arthonia</i> aff. <i>circumalbicans</i>	<i>Graphis rimulosa</i>
<i>Arthonia borbonica</i>	<i>Graphis verrucoserpens</i>
<i>Arthonia</i> sp. 1	<i>Grube Bathelium lineare</i>
<i>Arthonia</i> sp. 2	<i>Haematomma africanum</i>
<i>Arthonia</i> sp. 3	<i>Malmidea aurigera</i>
<i>Arthothelium</i> sp. 1	<i>Megalospora tuberculosa</i>
<i>Arthothelium</i> sp. 2	<i>Melanotrema</i> sp.
<i>Astrochapsa submuralis</i>	<i>Melaspilea diplasiospora</i>
<i>Astrothelium aeneoides</i>	<i>Myriotrema viridialbum</i>
<i>Astrothelium disjunctum</i>	<i>Ocellularia</i> sp. 1
<i>Astrothelium floridanum</i>	<i>Ocellularia</i> sp. 2
<i>Astrothelium grossum</i>	<i>Pallidogramme chysenteron</i>
<i>Astrothelium interjectum</i>	<i>Parmelinella wallichiana</i>
<i>Astrothelium leioplacum</i>	<i>Pertusaria</i> sp. 1
<i>Astrothelium macrocarpum</i>	<i>Pertusaria</i> sp. 2
<i>Astrothelium meiophorum</i>	<i>Phaeographis</i> aff. <i>caesiodisca</i>
<i>Astrothelium neoinspersum</i>	<i>Phaeographis elliptica</i>
<i>Astrothelium solitarium</i>	<i>Phaeographis fuscolobata</i>
<i>Astrothelium subdiscretum</i>	<i>Phaeographis instrata</i>
<i>Astrothelium subscoria</i>	<i>Phlyctis brasiliensis</i>
<i>Bathelium flavoduplex</i>	<i>Phylloporina simulans</i>
<i>Buellia fraudans</i>	<i>Porina exasperata</i>
<i>Carbacanthographis violaceospora</i>	<i>Pseudopyrenula cerei</i>
<i>Chapsa angustispora</i>	<i>Pyrenula corticata</i>
<i>Chapsa subpatens</i>	<i>Pyrenula corticola</i>
<i>Choisy Letrouitia</i> sp.	<i>Pyrenula mastophoroides</i>
<i>Coniarthonia</i> aff. <i>pyrrhula</i>	<i>Pyrenula platystoma</i>
<i>Dirinaria</i> sp.	<i>Pyrenula vernicosa</i>
<i>Enterographa micrographa</i>	<i>Pyrenula violaceastroidea</i>
<i>Fissurina</i> aff. <i>dumastii</i>	<i>Ramonia malmei</i>
<i>Fissurina alboscripta</i>	<i>Sarcographa fenicis</i>
<i>Fissurina</i> sp. 1	<i>Sarcographa heteroclita</i>
<i>Fissurina</i> sp. 2	<i>Stirtonia</i> aff. <i>psoromica</i>
<i>Fissurina</i> sp. 3	<i>Stirtonia ibirapuitensis</i>
<i>Gassicurtia catasema</i>	<i>Synarthothelium cerebriforme</i>
<i>Gassicurtia restingiana</i>	<i>Trypethelium astroideum</i>
<i>Gassicurtia subpulchella</i>	<i>Trypethelium krempelhuberi</i>
<i>Granulopyrenis portoricensis</i>	<i>Verrucaria albocinerea</i>

Fonte: A autora, 2020.

4.3.Filogenia de Comunidades

A área mais rica em espécies foi a Floresta Atlântica com 799 táxons, seguido da Caatinga (572 spp.), Brejo de Altitude (342 spp.), Restinga (320 spp.), Manguezal (146 spp.), Carrasco (123 spp.), Cerradão (122 spp.). A diversidade filogenética (PD) seguiu o mesmo padrão de riqueza das áreas, foi mais alta na Floresta Atlântica (1.131) e menor no Cerradão (291). A Restinga está entre as áreas com maior diversidade filogenética (Tabela 6).

A distância média de pares (MPD) que mede a distância filogenética média entre as espécies par a par da comunidade, foi semelhante entre todos os biomas estudados, o sugere que os clados dos biomas apresentam estruturação filogenética similar (Tabela 7), refutando, assim, a hipótese de que há sinal filogenético para a formação de comunidades de líquens da restinga, sendo certos clados de líquens corticícolas mais representativos para vegetação de Restinga quando comparado com outros biomas do Nordeste brasileiro.

A MNTD calcula a distância entre cada uma das espécies e os respectivos parentes filogenéticos mais próximos. Na análise de distância do táxon mais próximo (MNTD), observou-se que as espécies da restinga apresentam parentes próximos com as espécies dos biomas Caatinga e Floresta Atlântica, e com o ecossistema Brejo de Altitude (Tabela 8).

A estrutura filogenética, quantificada através do NRI, apresentou valores negativos de NRI para a Restinga (-16.200), indicando uma superdispersão filogenética neste ecossistema. Valores positivos de NRI mostram que as espécies são mais próximas filogeneticamente do que o esperado ao acaso, expressando agrupamento filogenético; valores negativos de NRI mostram que as espécies são filogeneticamente mais distantes do que o esperado ao acaso, indicando superdispersão (WEBB, 2000). Para o NTI, a estrutura filogenética foi 43. 663, demonstrando que muitas espécies da Restinga são estreitamente relacionadas (Tabela 9). Quando são observados valores baixos de NRI e altos para NTI, como constatado para a Restinga aqui, é um indicativo de que os clados são distintamente relacionados, porém com número elevado de espécies (LIMA, 2017).

Tabela 6- Valores da diversidade filogenética das comunidades de líquens corticícolas utilizando o programa de Phylocom. CAAT=Caatinga; CARR=Carrasco; CERR=Cerradão; BREJ=Brejos de Altitude; FLOR=Floresta Atlântica; REST=Restinga; MANG=Manguezal.

Sample	ntaxa	PD	treeBL	propTreeBL
CAAT	572	852.000	1.662.000	0.513
CARR	123	294.000	1.662.000	0.177
CERR	122	291.000	1.662.000	0.175
BREJ	342	599.000	1.662.000	0.360
FLOR	799	1.131.000	1.662.000	0.681
REST	320	545.000	1.662.000	0.328
MANG	146	349.000	1.662.000	0.210

Fonte: A autora, 2020.

Tabela 7- Valores MPD (Média da distância filogenética par a par das espécies de líquen amostradas. CAAT=Caatinga; CARR=Carrasco; CERR=Cerradão; BREJ=Brejos de Altitude; FLOR=Floresta Atlântica; REST=Restinga; MANG=Manguezal.

Sample	CAAT	CARR	CERR	BREJ	FLOR	REST	MANG
CAAT	20.898.106	21.458.923	21.712.284	20.777.491	21.194.622	21.383.369	21.305.897
CARR	21.458.923	21.176.863	21.367.720	21.579.399	21.930.584	21.721.596	21.907.228
CERR	21.712.284	21.367.720	21.772.930	21.870.050	22.218.348	21.977.459	22.216.707
BREJ	20.777.491	21.579.399	21.870.050	20.243.299	20.766.180	21.148.539	21.319.876
FLOR	21.194.622	21.930.584	22.218.348	20.766.180	21.260.466	21.609.426	21.656.626
REST	21.383.369	21.721.596	21.977.459	21.148.539	21.609.426	21.646.160	22.014.126
MANG	21.305.897	21.907.228	22.216.707	21.319.876	21.656.626	22.014.126	21.354.937

Fonte: A autora, 2020.

Tabela 8- Distância do táxon mais próximo (MNTD). CAAT=Caatinga; CARR=Carrasco; CERR=Cerradão; BREJ=Brejos de Altitude; FLOR=Floresta Atlântica; REST=Restinga; MANG=Manguezal. Valores abaixo de 2 indicam que muitas espécies apresentam um parente próximo no no outro bioma. Valores acima de 3 indicam que muitas espécies não têm parentes próximos no outro bioma.

Sample	CAAT	CARR	CERR	BREJ	FLOR	REST	MANG
CAAT	2.197.552	2.099.281	2.140.325	1.712.258	1.496.380	1.818.471	1.969.844
CARR	2.099.313	2.926.829	1.562.909	2.924.403	2.785.983	2.738.708	3.049.565
CERR	2.140.353	1.562.909	2.836.066	3.106.987	2.867.899	2.736.388	3.063.051
BREJ	1.712.276	2.924.407	3.106.997	2.429.825	1.493.566	1.928.754	2.651.930
FLOR	1.496.391	2.785.996	2.867.923	1.493.567	2.161.452	1.827.970	2.248.016
REST	1.818.481	2.738.689	2.736.374	1.928.746	1.827.960	2.271.875	2.292.441
MANG	1.969.864	3.049.561	3.063.058	2.651.928	2.248.009	2.292.454	2.623.288

Fonte: A autora, 2020.

Tabela 9- Medidas da diversidade filogenética: Índice de taxon mais próximo (NTI) e índice de relacionamento líquido (NRI). Valores positivos de NRI indicam aglomerado filogenético; valores negativos indicam superdispersão 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. Os valores que apresentaram valores significativos estão em negrito. CAAT=Caatinga; CARR=Carrasco; CERR=Cerradão; BREJ=Brejos de Altitude; FLOR=Floresta Atlântica; REST=Restinga; MANG=Manguezal.

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
CAAT	572	208.981	212.445	0.1493	23.196	990	9	21.976	22.511	0.0249	21.524	982	17	999
CARR	123	211.769	212.615	0.4242	0.1996	595	404	29.268	32.887	0.1567	23.088	995	4	999
CERR	122	217.729	212.449	0.4276	-12.349	106	893	28.361	33.123	0.1628	29.247	999	0	999
BREJ	342	202.433	212.591	0.2193	46.310	999	0	24.298	24.745	0.0483	0.9243	822	177	999
FLOR	799	212.605	212.473	0.1146	-0.1150	461	538	21.615	21.542	0.0143	-0.5096	282	717	999
REST	320	216.462	212.505	0.2443	-16.200	56	943	22.719	25.063	0.0537	43.663	999	0	999
MANG	146	213.549	212.585	0.3806	-0.2533	412	587	26.233	31.100	0.1282	37.973	999	0	999

Fonte: A autora, 2020.

5. Discussão

5.1. Análise da riqueza e composição de espécies líquens corticícolas das áreas de Restinga do Nordeste do Brasil

5.1.1. Análise de riqueza

As famílias Graphidaceae, Pyrenulaceae, Trypetheliaceae e Caliciaceae foram as famílias mais representativas em número de espécies, para as Unidades de Conservação exploradas. A micota liquenizada registrada nas nove áreas de Restinga estudadas condiz com os principais componentes liquênicos encontrados em inventários nos trópicos, onde a família Graphidaceae é, de longe, o componente dominante (STAIGER 2002; Lücking et al. 2008; RIVAS PLATA et al. 2012). A grande diversidade da família Graphidaceae está relacionada à sua preferência por habitats tropicais, além de características particulares, como a presença de columela, uma característica única dentro desta família (KRAICHAK et al., 2015). Pyrenulaceae é um dos principais componentes da liquenobiota tropical (KOMPOSCH; HAFELLNER, 2002; APTROOT, 2009) e, juntamente com Graphidaceae, estabelece o componente dominante de líquens epifíticos crostosos, principalmente com espécies corticícolas (WEERAKOON et al., 2012). Trypetheliaceae é quase exclusivamente uma linhagem estritamente tropical de líquens corticícolas (raramente saxícolas) (APTROOT; LÜCKING, 2016). Caliciaceae é uma família da Ordem Caliciales (WEDIN et al., 2002). Assim como vários grupos de ascomicetos, Caliciaceae é caracterizada por possuir asco prototunicado (de paredes finas e instáveis) e um mazéδιο (abundância de esporos soltos e maduros que cobrem a superfície do ascoma) (PRIETO; WEDIN, 2017). Diferentemente dos nossos resultados, Martins (2006) analisando a diversidade de líquens sobre a espécie *Dodoneae viscosa* em restinga no Sul do Brasil, registrou Parmeliaceae como a família com maior número de espécies, sendo Graphidaceae a terceira família mais representativa.

A área com o maior DAP foi FLONA restinga de Cabedelo enquanto o menor DAP foi encontrado na Rebio Santa Isabel. Na FLONA restinga de Cabedelo-PB a floresta de restinga cobre uma área de 48 ha, onde se encontram árvores emergentes com até 20 m de altura, embora predominem árvores com altura entre 5 e 15 m (PLANO DE MANEJO, 2016). A Rebio Santa Isabel apresenta uma vegetação de restinga disposta em mosaico, divididos em duas formações básicas (Formação praiar-campestre e Formação de restinga), que variam de acordo com o tipo de substrato e a distância com o mar, com

predominância de vegetação arbustivo-arbórea, com altura variando de 3 a 5 metros (OLIVEIRA; LADIM, 2014).

Maiores riqueza e diversidade foram observadas em APA Trancoso- BA e Santuário ecológico de Pipa-RN. A maior riqueza de espécies observada nestas áreas, quando comparadas às demais unidades de conservação estudadas, pode ser um indício de que o regime de perturbação nestes fragmentos é menor do que nas outras áreas. Na APA Trancoso- BA, a maioria do seu ambiente natural ainda está preservado, com uma paisagem rústica e de difícil acesso (fora do núcleo urbano), porém com as condições necessárias para atender aos turistas (SILVA, 2004). A Bahia é o estado do Nordeste com maior área de Floresta Atlântica original e boa parte das restingas também se apresenta bem preservada, incluindo a APA Massarandupió-BA (NUNES; MATOS, 2017). O Santuário ecológico de Pipa-RN apresenta relação com outras Unidades de Conservação do entorno, como a Floresta Nacional de Nísia Florestal, a Área de Proteção Ambiental Piquiri-Uma, Parque Estadual Mata da Pipa-RN e a RPPN Mata Estrela-RN (PLANO DE MANEJO, 2014). Esta proximidade a outras áreas protegidas é importante no contexto de uma maior zona de amortecimento e assim diminuir os impactos antrópicos na área.

APA Guadalupe Sirinhaém- PE foi o local com a menor ocorrência de espécies. Estes dados não tiveram correlação com o fator DAP, possivelmente o decréscimo da riqueza de espécies deve-se a outros fatores como características da vegetação dominante de cada área e ao estado de conservação delas. Uma vez que ecossistemas de restinga possui grande variação de fisionomias, dependendo da região em que se encontra (ARAÚJO, 1992) e, sofrem pressão antrópica ao longo do litoral brasileiro (SCARANO, 2002), onde o manejo do habitat afeta o conjunto de espécies de líquens (ARDELEAN, 2015). Destacamos, então, que o principal fator que contribuiu para uma menor riqueza na APA Guadalupe Sirinhaém-PE foi a antropização do local. Durante as coletas, foi constatado que esta unidade de conservação apresentava uma extensa área sob efeito de queimadas local (Observação Pessoal), resultado de expansão imobiliária para a construção de um Resort na área (Informação pessoal). Esses incêndios propositais constituem numa força degenerativa importante, por provocar estresse no ambiente. Em Pernambuco, muito pouco resta de sua paisagem litoral Sul e a tendência é que esses ecossistemas, sobretudo as restingas e os tabuleiros, venham a desaparecer, aumentando a perda da diversidade da flora e fauna (ZICKEL et al., 2004). Segundo Caldiz (2005), a fragmentação florestal e a destruição do habitat ameaçam muitas

espécies em todo o mundo. Isto inclui muitas espécies de líquens que estão confinadas às florestas, incluindo muitas ainda desconhecidas, ou pouco descritas quanto à informação sobre a sua distribuição, os traços da vida ou ecologia.

Em adição, a restinga apresenta-se naturalmente em estágio de sucessão ecológica, em que as vegetações mais próximas à praia são mais abertas e com menor altura e, quanto mais afastada da praia essa vegetação vai se modificando, com árvores de maior porte, que são as chamadas florestas altas de restinga (VELOSO et al., 1991; OLIVEIRA-FILHO; CARVALHO, 1993). A APA Trancoso- BA apresenta indivíduos lenhosos com altura superior a 20 m (SANTOS, 2013), podendo ser considerado uma floresta alta de restinga. O Santuário Ecológico de Pipa-RN apresenta árvores de porte médio e espaçadas. É importante destacar que estas áreas estão em localizações extremas de acordo com as áreas de coleta, ambas nos extremos do lado Norte (Santuário Ecológico de Pipa-RN) e lado Sul (APA Trancoso-BA). Assim, podemos dizer que a medida que caminhamos para os lados Norte e Sul do Nordeste do Brasil encontramos áreas mais preservadas de restinga. Whittet & Ellis (2013) também verificaram que a riqueza de espécies foi significativamente influenciada pelo manejo e o tipo de vegetação, e que locais conservados tiveram maior riqueza média de espécies do que locais manejados. A diversidade de habitat, estado de conservação e esforço de amostragem em conjunto são fatores preditivos de riqueza de espécies de líquens (Cáceres et al. 2017). Outros estudos também encontraram resultados parecidos (ELLIS, 2012; GIORDANI et al., 2012; ARDELEAN, 2015). Além disso, as estimativas da riqueza de espécies de uma região podem se concentrar no cálculo de potenciais hotspots de biodiversidade, podendo ser útil para esforços de conservação em uma região, por exemplo, para uma avaliação da própria paisagem e para o planejamento futuro da proteção destes ambientes (WASER et al., 2004).

5.1.2. Análise de Composição

A análise de ordenação NMS mostrou que as áreas FLONA Restinga de Cabedelo- PB e RPPN Mata Estrela-RN diferem na composição de suas espécies das demais áreas de restinga estudadas, assim como a APA Trancoso-BA, que apresentou a maior dissimilaridade entre as áreas estudadas.

A composição das espécies de líquens é influenciada pelo tipo de vegetação,

intensidade de uso da terra, entre outros (BÄSSLER, 2015). Lommi et al. (2010), registraram que a composição de espécies se diferenciou ao longo de um gradiente de intensidade de uso da terra, incluindo densidade de árvores e diâmetro. Ainda, a composição da paisagem pode influenciar fortemente a estrutura de comunidades epífitas (DETTKI; ESSEEN, 1998). A Flona restinga de Cabedelo é um dos últimos resquícios da fitofisionomia florestal, restinga, em área do Estado da Paraíba (PLANO DE MANEJO, 2016). A Mata Estrela- RN é o maior remanescente de Floresta Atlântica do estado, contando com uma área total de 2039 ha (EMBRAPA, 2006), sendo 1888 ha de floresta, composta predominantemente por restinga arbórea (IDEM, 2008). Além disso, estas áreas localizam-se próximas uma da outra, por apresentarem uma restinga predominantemente arbórea, com dossel fechado, menor luminosidade e com grande presença de serapilheira. Por isso, consideramos estas áreas como Florestas Alta de Restinga, que é um dos tipos mais raros de vegetação de restinga (RIBEIRO et al., 2009). Este tipo de floresta ocupa grande parte destas áreas. As árvores apresentam porte alto podendo atingir até 25 m. A Floresta Alta de Restinga apresenta grande quantidade e riqueza de líquens epífitas e composição de espécies liquênicas diferente das demais áreas de restinga estudadas. Sugerimos, ainda, que para a comunidade de líquens corticícolas, a Floresta Alta de Restinga é o equivalente ao estágio terciário de sucessão ecológica, em que as espécies atingem o clímax, ou seja, o seu grau máximo de desenvolvimento.

Nossos resultados demonstram que, assim como a restinga é um ecossistema com grandes variações fisionômicas (SCARANO, 2002), essa característica reflete na ocorrência das espécies de líquens corticícolas que existem neste habitat.

As espécies indicadoras para APA Guadalupe Sirinhaém-PE foram *Arthonia* sp. 2 e *Graphis pinicola*. Este fragmento florestal apresenta árvores e arbustos espaçados. No interior desses ambientes, é comum a elevada incidência luminosa, favorecendo o estabelecimento de espécies adaptadas a alta luminosidade, assim como *G. pinicola*. Esta espécie possui como característica o tipo de ascoma do tipo lirela e a cor preta. A margem da lirela, geralmente preto e fechada, concede proteção à luz excessiva e à secura em áreas com alta luminosidade.

As áreas FLONA Restinga de Cabedelo, RPPN Mata Estrela-RN e APA Trancoso-BA apresentaram características em comum quanto às suas espécies indicadoras. Dentre estas, citamos as de maior importância estrutural que são *Porina distans*, *P. tetracerae*, *P. subpungens* e *Phaeographis haematites*. Nota-se que a maioria

destas espécies pertencem ao mesmo gênero, *Porina*. Este gênero é caracterizado por apresentar o tipo de ascoma peritécio. Segundo Koch et al. (2013) o estado de característica peritécio (ascoma fechado) são mais favorecidos em florestas mais densas, uma vez que a reprodução direta (assexuada) através do vento não seria muito eficiente em uma floresta fechada. A APA Trancoso- BA e RPPN Mata Estrela-RN apresenta indivíduos lenhosos com altura que pode ser superior a 20 m e podem ser consideradas florestas altas de restinga. Estas áreas também apresentam uma composição liquênica semelhante. A espécie *P. haematites* só ocorreu em APA Trancoso-BA, para o Nordeste do Brasil. Esta espécie só foi coletada em áreas de Floresta Atlântica e áreas adjacentes como Brejo de Altitude e Restinga, sendo, então, uma espécie de alta importância para caracterizar estes tipos de vegetação (ver Tabela).

É importante destacar que estas espécies listadas como indicadoras de suas respectivas formações ou localidades podem também ocorrer em outros ambientes e tipos de vegetação. Posto isto, elas só podem ser consideradas indicadoras na diferenciação entre as áreas de restinga aqui estudadas.

A riqueza e a composição de espécies liquênicas é determinada por fatores dependentes do tipo de vegetação e fatores do hábitat. No caso da APA Guadalupe Sirinhaém- PE, destacam-se como fatores do hábitat o manejo da área e os efeitos da fragmentação, bem como das queimadas executadas para fins imobiliários, os dois atuando na seleção das espécies.

Esses efeitos antrópicos são responsáveis por alterações na composição florística, conseqüentemente na composição da micota liquenizada (CALDIZ, 2005; HAUCK et al., 2013) e, possivelmente contribuem para o fato de as espécies indicadoras das áreas não serem as mesmas.

5.2. Levantamento do Registro de Líquens para o Nordeste do Brasil

Todos os biomas brasileiros suportam comunidades liquênicas, geralmente com alta riqueza de espécies e diversidade morfológica (CÁCERES et al., 2017). Mais de 4.000 espécies de líquens são conhecidas no Brasil (Aptroot, ainda não publicado), mas o número total de espécies para o país pode muito bem ser mais de 8.000, já que grandes áreas de floresta tropical e também de vegetação do Cerrado e da Caatinga ainda são inexploradas (CÁCERES et al., 2017).

O número total de gêneros, incluindo espécies liquenizadas, é tabulado em 995 e

o número total de espécies liquenizadas é 19.387 (LÜCKING et al., 2017). Nosso estudo registrou um total de 217 gêneros para o Nordeste do Brasil, o que representa 27% de todos os gêneros registrados até o momento para o mundo, sendo o gênero *Graphis* (127 spp.) o de maior número de espécies. Lücking et al. (2017) registraram um total de 390 espécies para o gênero *Graphis*, ocupando a sétima posição em termos de número de espécies. Este gênero pertence a uma família muito diversa em regiões tropicais e, esta grande diversidade está relacionada à sua preferência por habitats tropicais (KRAICHAK et al., 2015).

As coletas realizadas especificamente para este estudo contribuíram com 208 spp. para o ecossistema restinga. Estes recentes inventários acrescentaram uma espécie nova e três gêneros que são citados pela primeira vez para o Nordeste do Brasil baseados na literatura. Em sua totalidade, o número de espécies de líquens da restinga do Nordeste do Brasil é de 322 spp. Ao demonstrar, no presente estudo, o novo registro e novas citações para a região Nordeste, percebemos, assim, a grande necessidade e importância de trabalhos básicos de levantamento da micota liquenizada para a restinga. É uma medida importante para ajudar especialistas a conhecerem a ocorrência e distribuição das espécies e assim, enriquecer o banco de dados de espécies para o Brasil.

As famílias Graphidaceae, Trypetheliaceae, Pyrenulaceae e Caliciaceae foram as mais representativas em número de espécies, para os levantamentos liquenológicos e bibliográficos (Figura). Como citado anteriormente, estas famílias são comuns em florestas tropicais. Graphidaceae é uma das maiores famílias de líquens e uma das mais bem estudadas em termos de classificação e delimitação de espécies (LÜCKING et al., 2017).

Juntamente com as outras famílias, estabelece o componente principal das espécies encontradas em florestas tropicais. (WEERAKOON et al., 2012; APTROOT; LÜCKING, 2016).

5.2.1. Filogenia de comunidades

O aumento da medida de diversidade filogenética acompanhou o aumento da riqueza de espécies. A diversidade filogenética leva em consideração as relações de parentesco entre as espécies co-ocorrentes (FAITH, 1992; WEBB et al., 2002), sendo calculada pela soma de todos os comprimentos dos ramos da árvore filogenética que conectam todas as espécies dentro de uma comunidade (FAITH, 1992). Assim, este

índice é altamente correlacionado com a riqueza de espécies (SCHWEIGER et al., 2008). Esses resultados estão de acordo com trabalhos anteriores (ver LIMA, 2017; LÜCKING et al., 2008) em que a diversidade filogenética foi maior em áreas com maior riqueza de espécies. Neste estudo, a Restinga apresentou uma alta diversidade filogenética e riqueza de espécies, enquanto no trabalho de Lima (2017), a Restinga apresentou uma baixa diversidade filogenética e riqueza de espécies, demonstrando assim, a importância de maior amostragem para caracterizar as áreas.

A distância média de pares (MPD) foi semelhante entre todos os biomas, ecossistemas e fitofisionomias estudados, ou seja, não existiu a formação de um único clado para a Restinga ou qualquer outro bioma/ecossistema aqui estudado. De acordo com Cáceres et al. (2017), todos os biomas brasileiros suportam comunidades liquênicas, geralmente com alta riqueza de espécies e diversidade morfológica. Sabe-se que a MPD mede a distância filogenética média entre todas as combinações de pares de espécies da comunidade, permitindo, assim, uma visão geral da estrutura filogenética.

As espécies da restinga apresentam parentes próximos com as espécies dos biomas Caatinga e da Floresta Atlântica, e com o ecossistema Brejo de Altitude. Esses resultados estão de acordo com estudos anteriores (SUGUIO; TESSLER, 1984; RIZZINI, 1997; SCARANO, 2002), que dizem que as espécies da Restinga são provenientes, principalmente, da Caatinga, Cerrado e Floresta Atlântica, embora não tenham sido evidenciados parentes próximos ao Cerradão, uma fitofisionomia do Cerrado. Percebe-se que as áreas aqui são circunvizinhas de áreas de Restinga, mostrando que a localização geográfica é a principal força atuante para este resultado. Diferentemente, do resultado aqui observado, Lima (2017), não encontrou evidências de parentesco das espécies da Restinga com estas áreas, e com nenhum outro bioma.

A estrutura filogenética, quantificada através do NRI, apresentou valores negativos, indicando uma superdispersão filogenética para a Restinga. Por outro lado, o NTI, apresentou valores positivos, demonstrando que muitas espécies da Restinga são estreitamente relacionadas. Estes resultados estão de acordo com os encontrados por Lima (2017). Espécies intimamente relacionadas devem experimentar fortes interações competitivas devido à sua semelhança ecológica, limitando assim a coexistência e conduzindo a seleção de características divergentes (superdispersão) (CAVENDER-BARES et al., 2009). Quando a competição interespecífica é um dos principais processos atuantes na formação de comunidades ecológicas, o resultado é a exclusão competitiva de táxons filogeneticamente ou ecologicamente semelhantes e,

consequentemente, a coexistência de espécies distantes filogeneticamente ou ecológicamente na mesma assembleia (WEBB et al., 2002). Ainda, prevê-se que a superdispersão seja mais comum em escalas espaciais menores (CAVENDER-BARES et al., 2009). Desta forma, é esperado que a estrutura filogenética da comunidade deve mudar de superdisperso para agrupado com aumento da escala espacial, como a importância da diminuição da concorrência e filtragem ambiental se torna mais importante (CAVENDER-BARES et al., 2006). Assim como a Restinga, o Cerradão também demonstrou ser um ambiente superdisperso. Já a Floresta Atlântica não apresentou valores significativos. Quando os valores de NRI e NTI não são significativamente diferentes de zero, é interpretado que as comunidades são formadas por pools de espécies totalmente aleatórios e, portanto, por processos estocásticos (WEBB, 2002). Este resultado diferiu bastante dos resultados encontrados por Lima (2017), em que a Floresta Atlântica apresentava-se com valores positivos para NRI.

6 Conclusões

A micota liquenizada da Restinga do Nordeste do Brasil é uma importante contribuição para o conjunto de espécies conhecidas para o Nordeste, representando 26, 78% (327 spp.) da riqueza total de líquens da Floresta Atlântica Nordestina, 7, 79% do Brasil e 1, 66% do mundo. Através de extensa compilação de dados, pudemos evidenciar a riqueza liquenizada da Restinga da região Nordeste do Brasil e apresentar uma listagem atualizada de espécies para esta área e com informações sobre as ocorrências dessas para as áreas de Restinga estudadas. Algumas espécies foram identificadas até nível genérico, demonstrando a necessidade de mais estudos que busquem a identificação da micota liquenizada em áreas de Restinga. Com este trabalho, contribuímos também com o registro de uma espécie nova para a ciência, que foi coletada em apenas uma área, o que ressalta a sua importância como espécie para aumento do acervo de líquens e também para o mantimento de unidades de conservação de Restinga. Além disso, tem-se o registro das espécies que só ocorreram na Restinga, mostrando a importância da preservação desta área.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

AHMADJIAN, V. A guide to the algae occurring as lichen symbionts: Isolation, culture, cultural physiology, and identification. **Phycologia**, v. 6, p. 127-160, 1967.

AHTI, T. Cladoniaceae. Organization for Flora Neotropica and New York Botanical Garden, Bronx. **Flora Neotropica** 78, 2000.

ANDRADE, D. S. **Efeitos de borda sobre assembleias de líquens corticícolas crostosos em área de mata atlântica, no nordeste do Brasil**. 2015. 101p. Dissertação (Mestrado em Ecologia e Conservação) – Universidade Federal de Sergipe, São Cristovão, 101 p, 2015.

ANDRADE, D. S. et al. Crustose Caliciaceae in Restinga vegetation in Brazil with a new species of *Gassicurtia* and two identification keys. **The Bryologist** (no prelo).

APTROOT, A. A monograph of the Pyrenulaceae (excl. Anthracothecium and Pyrenula) and the Requiennellaceae, with notes on the Pleomassariaceae, the Trypetheliaceae and *Mycomicrothelia* (lichenized and non-lichenized Ascomycetes). **Bibliotheca Lichenologica**, v. 44, p. 1–178, 1991

APTROOT, A. Pyrenulaceae. **Flora of Australia**, v. 57, p. 449–480, 2009.

APTROOT, A. A world key to the species of *Anthracotheccium* and *Pyrenula*. **The Lichenologist**, v. 44, n. 1, p. 5-53, 2012.

APTROOT, A.; CÁCERES, M. E. S. New Trypetheliaceae from the Amazon basin in Rondônia (Brazil), the centre of diversity of the genus *Astrothelium*. **Lichenologist (London)**, v. 48, p. 693–712, 2016.

APTROOT, A. et al. Ten new species of corticolous pyrenocarpous lichens from NE Brazil. **Phytotaxa**, v. 197, n. 3, p. 197–206, 2015a.

APTROOT, A.; BERG, M. P. Collembola help lichens in competition with algae. **The Lichenologist**, v. 36, 2004.

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. 983–994, 2016.

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, 2013.

APTROOT, A.; CÁCERES, M.E.S. Pyrenocarpous lichens (except Trypetheliaceae) in Rondônia. **The Lichenologist**, v. 45, n. 6, p. 763–785, 2013.

APTROOT, A.; CÁCERES, M. E. S. New lichen species from termite nests in

rainforest in Brazilian Rondônia and adjacent Amazonas. **The Lichenologist**, v. 46, n. 3, p. 365–372, 2014.

APTROOT, A.; CÁCERES, M. E. S. New lichen species from Chapada Diamantina, Bahia, Brazil. **The Bryologist**, v. 121, n. 1, p. 067–079, 2018.

APTROOT, A. et al. Two new species of Roccellaceae e (Ascomycota: Arthoniales) from Brazil, with the description of the new genus *Sergipea*. **The Lichenologist**, v. 45, n. 5, p. 627–634, 2013a.

APTROOT, A. 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, 2015b.

APTROOT, A. et al. New lichen species and lichen reports from Amazon forest remnants and Cerrado vegetation in the Tocantina Region, northern Brazil. **The Bryologist**, v. 120, n. 3, p. 320–328, 2017.

APTROOT, A.; LÜCKING, R. A revisionary synopsis of the Trypetheliaceae (Ascomycota: Trypetheliales). **The Lichenologist**, v. 48, n. 6, p. 763–982. 2016. Doi:10.1017/S0024282916000487

APTROOT, A. et al. Pyrenocarpous lichens with bitunicate asci a first assessment of the lichen biodiversity inventory in Costa Rica. In der Gebrüder Borntraeger Verlagsbuchhandlung, Berlin, Stuttgart. ISSN1436-169, **Bibliotheca Lichenologica**, 2008.

APTROOT, A.; CÁCERES, M. E. S. Pyrenocarpous lichens (except Trypetheliaceae) in Rondônia. **Lichenologist (London)**, v. 45, p. 763–785, 2013.

APTROOT, A.; CÁCERES, M. E. S. New Trypetheliaceae from the Amazon basin in Rondônia (Brazil), the centre of diversity of the genus *Astrothelium*. **Lichenologist (London)**, v. 48, p. 693–712, 2016.

APTROOT, A. et al. New Trypetheliaceae from northern and southern Atlantic rainforests in Brazil. **The Lichenologist**, v. 48, n. 6, p. 713–725, 2016.

APTROOT, A. et al. World key to species of the genera *Topelia* and *Thelopsis* (Stictidaceae), with the description of three new species from Brazil and Argentina. **The Lichenologist**, v. 46, n. 6, p. 801–807, 2014.

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.; NELSEN, M. P.; PARNMEN, S. *Marcelaria*, a new genus for the *Laurera purpurina* group in the Trypetheliaceae (Ascomycota: Dothideomycetes). **Glalia**, v. 5, p. 1–14, 2013c.

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. et al. Eight new species of Pyrenulaceae from the Neotropics, with a key to 3-septate *Pyrgillus* species. **The Lichenologist**, v. 50, n. 1, p. 77–87, 2018.

APTROOT, A.; SOBREIRA, N. B.; CÁCERES, M. E. S. A remarkable new *Ramonia* (Gyalectaceae) from Brazil, with a key to the species. **The Lichenologist**, v. 47, n. 1, p. 21–29, 2015c.

ARAÚJO, D. S. D. Vegetation types of Sandy coastal plains of tropical Brazil: a first approximation. In: SEELIGER, U (ed.). **Coastal plant communities of Latin America**. Academic Press, San Diego. Pp. 337- 347, 1992.

ARAÚJO, D. S. D.; MACIEL, N. C. Restingas fluminenses: biodiversidade e preservação. **Boletim da Fundação Brasileira para Conservação da Natureza**, v. 25, p. 27-51, 1998.

ARMSTRONG, R. A. Substrate colonization, growth and competition. In: M. Galun. (ed.). **Handbook of Lichenology** Vol 2. Boca Raton, Florida, CRC Press, pp. 3–16, 1988.

AVISE, J. C. **Phylogeography: The History and Formation of Species**. Cambridge, Massachusetts: Harvard University Press, 2000.

AVISE, J. C. Phylogeography: retrospect and prospect. **Journal of Biogeography**, v. 36, n. 1, p. 3-15, 2009.

AVISE, J. C. et al. Intraspecific phylogeography: The mitochondrial DNA bridge between population genetics and Systematics. **Annual Review of Ecology and Systematics** v. 18, 1987.

BAILEY, R. H. Animals and the dispersal of soredia from *Lecanora conizaeoides* Nyl. ex Cromb. **The Lichenologist**, v. 4, p. 256, 1970.

BAILEY, R. H. Ecological aspects of dispersal and establishment in lichens. In: BROWN, D.H.; HAWKSWORTH, D.L.; Bailey, R. (ed.) **Lichenology: Progress and Problems**. New York: Academic Press, pp. 215–247, 1976.

BARBOSA, H. M. S. **Influência do nitrogênio na produção de substâncias degradadoras do milonito por *Cladonia substellata* (líquen)**. Dissertação (mestrado) - Universidade Federal de Pernambuco, 75 p, 2009.

BARBOSA, M. R. V. et al. Diversidade florística na Mata do Pau-Ferro, Areia, Paraíba. In: PÓRTO, K. C. et al. (Org.). **Brejos de altitude em Pernambuco e Paraíba: história natural, ecologia e conservação**. Brasília, DF: Ministério do Meio Ambiente, Pp. 111-122, 2004.

BÄSSLER, C. et al. Contrasting patterns of lichen functional diversity and species richness across an elevation gradient. **Ecography**, v. 39, n. 7, p. 689-698.

DOI:10.1111/ecog.01789, 2015.

BASTOS, M. N. C.; COSTA, D. C. T.; SANTOS, J. U. M. **Vegetação de Restinga: aspectos botânicos e uso medicinal**. Belém, Museu Paraense Emílio Goeldi (Projeto RENAS/IDRC/CRDI), 2003.

BECKETT, R. P.; KRANNER, I.; MINIBAYEVA, F. V. Stress physiology and the symbiosis. *In*: NASH, T.H. (ed.). **Lichen biology**. Cambridge: Cambridge University Press, pp. 134–151, 2008.

BEHEREGARAY, L. B. Twenty years of phylogeography: the state of the field and the challenges for the Southern Hemisphere. **Molecular Ecology**, v. 17, p. 3754–3774, 2008.

Bickford, D. et al. Cryptic species as a window on diversity and conservation. **Trends in Ecology and Evolution**, v. 22, p. 148–155, 2007.

CÁCERES, M.; RIVAS PLATA, E.; LÜCKING, 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. 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. 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. **Corticolous crustose and microfoliose lichens of northeastern Brazil**. IHW-Verlag, Eching, Libri Botanici. Alemanha, p. 168, 2007.

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. Ddoi: 10.1639/0007–2745–119.3.250, 2016

CÁCERES, M. E. S. et al. 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.; LIMA, E. L.; APTROOT, A. A new *Opegrapha* with submuriform ascospores from Brazil. **Lichenologist (London)**, v. 45, p. 375–378, 2013a.

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. *Acanthothecis sarcographoides* (Ascomycota: Graphidaceae), a morphologically unique, new lichen species in the Atlantic Forest

of northeastern Brazil. **Acta Botanica Brasilica**, v. 27, n. 3, p. 472-475, 2013.

CÁCERES, M. E. S.; LÜCKING, R.; APTRoot, A. 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. 40, n. 1, p. 145-156, 2017.

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, 2008.

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, 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. et al. The new lichen species *Micarea corallothallina* from Serra da Jibóia, an Atlantic rainforest enclave in Bahia, NE Brazil. **The Lichenologist**, v. 45, n. 3, p. 371-373, 2013b.

CÁCERES, M. E. S. et al. Líquens brasileiros: novas descobertas evidenciam a riqueza no Norte e Nordeste do país. **Boletim do Museu de Biologia Mello Leitão**, v. 35, p. 101-119, 2014b.

CÁCERES, M. E. S. et al. New lichen species of the genera *Porina* and *Byssoloma* from na urban Atlantic rainforest patch in Sergipe, NE Brazil. **Lichenologist (London)**, v. 45, p. 379-382, 2013c.

CÁCERES, M. E. S. et al. Two new species of *Malmidea* from north-eastern Brazil. **The Lichenologist**, v. 45, n. 5, p. 619-622, 2013d.

CADOTTE, M. W.; CARDINALE, B. J.; OAKLEY, T. H. Evolutionary history and the effect of biodiversity on plant productivity. **Proceedings of the National Academy of Sciences**, v. 105, p. 17012-17017, 2008.

CALDIZ, M. S. **Diversity and growth of epiphytic macrolichens in northwestern Patagonian Northofagus forests**. Tese de doutorado. Acta Universitatis Agriculturae Sueciae, 2005.

CAVALCANTE, J. G. **Fatores associados à estrutura da comunidade de líquens corticícolos crostosos em duas áreas de Caatinga no estado de Alagoas**. Dissertação de mestrado. Universidade Federal de 184 Sergipe, São Cristóvão, 67 p., 2012.

CAVENDER-BARES, J. et al. The merging of community ecology and phylogenetic biology. **Ecology Letters**, v. 12, p. 693-715, 2009.

CHAPARRO, M. D. V.; CEBALLOS, J. A. **Hongos Liquenizados**. 1ed. Universidad Nacional de Colombia, Bogotá, 2002.

CHEN, J. M.; WERTH, S., SORK, V. L. Comparison of phylogeographical structures of a lichen-forming fungus and its green algal photobiont in western North America. **Journal of Biogeography**, v. 43, p. 932–943, 2016.

COUTINHO, L. M. O conceito de bioma. **Acta Botanica Brasilica**, v. 20, p. 13–23, 2006.

CRISCI, J. V. et al. Historical biogeography of the Asteraceae from Tandilia and Ventania mountain ranges (Buenos Aires, Argentina). **Caldasia**, v. 23, p. 21–41, 2001.

CULBERSON, W. L. Disjunctive distributions in the lichen-forming fungi. **Annals of the Missouri Botanical Garden**, v. 59, n. 2, p. 165–173, 1972.

DAL-FORNO, M. **A família Graphidaceae (Ascomycota Liquenizados) em restinga em Ponta do Sul, Pontal do Paraná, Paraná**. Dissertação (Mestrado em Botânica) – Setor de Ciências Biológicas, Universidade Federal do Paraná, Curitiba. 158 f, 2009.

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 Cristovão, 105 p, 2016.

DANTAS, J. O. et al. Three new species of Graphidaceae (lichenized Ascomycota) from the semi-arid region of northeast Brazil. **Phytotaxa**, v. 331, n. 2, p. 289–294, 2017.

DETTKI, H.; ESSEEN, P. A. Epiphytic macrolichens in managed and natural forest landscapes: A comparison at two spatial scales. **Ecography**, v. 21, n. 6, p. 613–624, 1998.

DIAZ, S.; CABIDO, M. Vive la différence: plant functional diversity matters to ecosystem processes. **Trends Ecol. Evol.**, v. 16, n. 8, p. 646–655, 2001.

DOMÍNGUEZ–DOMÍNGUEZ, O.; VÁZQUEZ–DOMÍNGUEZ, E. Filogeografía: aplicaciones en taxonomía y conservación. **Animal Biodiversity and Conservation**, v. 32, n. 1, p. 59–70, 2009.

DOS SANTOS, V. M.; LÜCKING, R.; CÁCERES, M. E. S. Líquens foliícolas (Ascomycota) em Brejos de Altitude: novos registros para o Nordeste e para o Brasil. **Iheringia**, v. 71, p. 368–376, 2016.

DRUMMOND, J. A., FRANCO, J. L. A., OLIVEIRA, D. Uma análise sobre a história e a situação das unidades de conservação no Brasil. *In*: GANEM, R. S. (Org.). **Conservação da Biodiversidade: Legislação e Políticas Públicas**. Brasília:

Editora Câmara, 2010.

DUFRENE, M.; LEGENDRE, P. Species Assemblages and Indicator Species: The Need for a Flexible Asymmetrical Approach. **Ecological Monographs**, v. 67, p. 345-366, 1997.

DUGAN, P. J. Conservación de humedales: un análisis de temas de actualidad y acciones necesarias. Gland, Suíça, **IUCN**, 100 p., 1992.

EDWARDS, S. V.; LIU, L.; PEARL, D. K. High-resolution species trees without concatenation. **Proc Natl Acad Sci**, v. 104, n. 14, p. 5936-5941, 2007.

ELLIS, C. J. Lichen epiphyte diversity: a species, community and trait-based review. Perspectives in Plant Ecology. **Evolution and Systematics**, v. 14, p. 131–152, 2012.

ERTZ, D.; TEHLER, A. The phylogeny of Arthoniales (Pezizomycotina) inferred from nucLSU and RPB2 sequences. **Fungal Diversity**, v. 49, n. 1, p. 47–71, 2011.

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.

FAITH, D. P. Conservation evaluation and phylogenetic diversity. **Biological Conservation**, v. 61, p. 1–10, 1992.

FALEIRO, F. G. et al. O simpósio nacional sobre o Cerrado e o simpósio internacional sobre savanas tropicais. In: FALEIRO, F. G., FARIAS NETO, A. L. **Savanas: desafios e estratégias para o equilíbrio entre sociedade, agronegócio e recursos naturais**. Planaltina, Embrapa Cerrados, 2008.

FAO- ORGANIZATION UNITED NATIONS. Mangroves of Africa 1980-2005. Forest Resources Assessment Programme Working. **Rome-Italy**, p. 135, 2007.

FEUERSTEIN, S. C. **A tribo graphideae (graphidaceae, ascomycota liquenizados) na ilha do mel, paranaguá, paraná**. 2014. 103f. Dissertação (Mestrado em Botânica) – Setor de Ciências Biológicas, Universidade Federal do Paraná, Curitiba. 103 f, 2014.

FORZZA, R. C. et al. New Brazilian floristic list highlights conservation challenges. **BioScience**, v. 62, n. 1, p. 39-45, 2012. DOI: 10.1525/bio.2012.62.1.8

GALLOWAY, D. J. Lichen biogeography. In: NASH, T. H. I. (ed). **Lichen biology**, 2 ed. Cambridge University Press, New York, NY, 2008.

GASTON, K. J. Global patterns in biodiversity. **Nature**, v. 405, p. 154-155, 2000.

GAUSLAA, Y. Lichen palatability depends on investments in herbivore defence. **Oecologia**, v. 143, p. 94–105, 2005.

GIORDANI, P. et al. Functional traits of epiphytic lichens as potential indicators of environmental conditions in forest ecosystems. **Ecological Indicators**, v. 18, p. 413–420, 2012.

GOEDERT, W. J.; WAGNER, E.; BARCELLOS, A. O. Savanas tropicais: dimensão, histórico e perspectivas. *In*: FALEIRO, F. G., FARIAS NETO, A. L. **Savanas: desafios e estratégias para o equilíbrio entre sociedade, agronegócio e recursos naturais** (F.G. Faleiro & A.L. Farias Neto, eds.). Embrapa Cerrados, Planaltina, p.49-77, 2008.

GOMES, V. S. M.; LOISELLE, B. A.; ALVES, M. A. S. Forrageamento de aves por frutos e insetos em restinga arbustiva, sudeste do Brasil. **Biota Neotropica**, v. 8, n. 4, 2008.

GRUBE, M.; KROKEN, S. Molecular approaches and the concept of species and species complexes in lichenized fungi. **Mycological Research**, v. 104, p. 1284–1294, 2000.

GUEIDAN, C. et al. A reappraisal of orders and families within the subclasse Chaetothyriomycetidae (Eurotiomycetes, Ascomycota). **Mycological Progress**, v. 13, p. 1027–1039, 2014.

HALE. Fine Structure of the Cortex in the Lichen Family Parmeliaceae Viewed with the Scanning-Electron Microscope. **Smithsonian Contributions to Botany**, v. 10, p. 1-92, 1973.

HAUCK, M. et al. Forest edge-interior differentiation in the epiphytic lichen diversity of the forest steppe in the Khangai Mountains Mongolia. **Journal of Plant Ecology**, p. 1-11, 2013.

HAWKSWORTH, D. L.; HONEGGER, R. The lichen thallus: a symbiotic phenotype of nutritionally specialized fungi and its response to gall producers. *In*: WILLIAMS, M.A.J. (ed.). **Plant Galls: Organisms, interactions, populations**. Clarendon Press, Oxford, UK, pp. 77–98, 1994.

HENSKENS, F. L.; GREEN, T. A.; WILKINS, A. Cyanolichens can have both cyanobacteria and green algae in a common layer as major contributors to photosynthesis. **Annals of Botany**, v. 110, p. 555–563, 2012.

HIBBETT, D. S. et al. A higher-level phylogenetic classification of the Fungi. **Mycological Research**, v. 111, p. 509-547, 2007.

HONEGGER, R. Mycobionts. *In* Nash, T.H. (ed.). **Lichen Biology**, Cambridge: Cambridge University Press, pp. 27–39, 2008.

HYDE, K. D. et al. Incorporating molecular data in fungal systematics: a guide for aspiring researchers. **Current Research in Environmental & Applied Mycology**, v. 3, p. 1–32, 2013

IBGE - Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística. **Mapa de Biomas do Brasil**.

Disponível em: <<http://www.ibge.gov.br/>>. Acesso em 12/04/2020, 2004.

ICMBIO - Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade. **Plano de Manejo da Floresta Nacional Restinga de FLONA restinga de Cabedelo**. FLONA restinga de Cabedelo. 200 p, 2014.

JAMES, Y. T. et al. Reconstructing the early evolution of Fungi using a six-gene phylogeny. **Nature**, v. 443, n. 7113, p. 818–822, 2006.

KALB, K. New taxa and new records of thelotremoid Graphidaceae. **Herzogia**, v. 22, p. 17–42, 2009.

KALB, K. New taxa and new records of thelotremoid Graphidaceae. **Herzogia**, v. 22, p. 17–42, 2009.

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.

KOCH, N. M. et al. Functional diversity and traits assembly patterns of lichens as indicators of successional stages in a tropical rainforest. **Ecological Indicators**, v. 34, p. 22– 30, 2013.

KOMPOSCH, H.; HAFELLNER, J. Life form diversity of lichenized fungi in an Amazon lowland rainforest. **Bibliotheca Lichenologica**, v. 82, p. 311- 326, 2002.

KRAICHAK, E. et al. Hidden diversity in the morphologically variable script lichen (Graphis scripta) complex (Ascomycota, Ostropales, Graphidaceae). **Organisms Diversity and Evolution**, v. 15, p. 447–458, 2015.

KRUSKAL, J. Multidimensional scaling by optimizing goodness of fit to a nonmetric hypothesis. **Psychometrika**, v. 29, n. 1, p. 1-27, 1964.

LACERDA, L. D.; ARAÚJO, D. S. D.; MACIEL, N. C. Dry coastal ecosystems of the tropical Brazilian coast. In: Maarel, E.V.D. (Eds). **Dry coastalecosystems: Africa, Asia, Oceania**. Elsevier, Amsterdam, pp. 477-493, 1993.

LEAL, I. R. et al. Mudando o curso da conservação da biodiversidade na Caatinga do Nordeste do Brasil. **Megadiversidade**, v. 1, n. 1, p. 139-146, 2005.

LEAVITT, S. D.; LUMBSCH, T. Ecological Biogeography of Lichen-Forming Fungi. In: **Environmental and Microbial Relationships**, 3 Edition, The Mycota IV I.S. Druzhinina and C.P. Kubicek (Eds.), 2016.

LEITE, A. B. X. **Influência de fatores ambientais na riqueza e composição de espécies de líquens corticícolas 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.

LEMOS, J. R. **Florística, Estrutura e Mapeamento da Vegetação de Caatinga da Estação Ecológica de Aiuaba, Ceará**. Tese (Doutorado) - Universidade de São Paulo, Instituto de Biociências, Departamento de Botânica, 139 p., 2006.

LENDEMER, J. C.; HODKINSON, B. P. 2012. *Parmelia crozalsiana* and the genus *Crespoa*. **North American Fungi**, v. 7, n. 2, p. 1-5, 2012.

LIMA, E. L. **Riqueza e composição de líquens corticícolos crostosos em área de Caatinga no Estado de Pernambuco**. Dissertação (Mestrado em Biologia de fungos) –, Universidade Federal de Pernambuco, Recife, 1009 p., 2013.

LIMA, E. L.; LÜCKING, R.; CÁCERES, M. E. S. Three new species of Graphidaceae (Ostropales, Ascomycota) from Atlantic Forest in Northeast Brazil. **Phytotaxa**, v. 278, n. 2, p. 163–170, 2016.

LIMA, E. L. et al. New lichen species from Vale do Catimbau, Pernambuco, Brazil. **The Bryologist**, v. 116, n. 4, p. 327–329, 2013a.

LIMA, E. L. 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. et al. Two new species of *Cryptothecia* from NE Brazil. **The Lichenologist**, v. 45, n. 3, p. 361–365, 2013c.

LIMA, E. L. N. **Relações Filogenéticas de Líquens da Amazônia, Mata Atlântica e Caatinga**. Tese (Doutorado em Biologia de Fungos) – Centro de Biociências da Universidade Federal de Pernambuco, Recife, 209 p., 2017.

LIMA, R. A. F. et al. Structure, diversity, and spatial patterns in a permanent plot of a high Restinga forest in Southeastern Brazil. **Acta Botanica Brasilica**, v. 25, n. 3, p. 633-645, 2011.

LÔBO D. et al. Forest fragmentation drives Atlantic forest of northeastern Brazil to biotic homogenization. **Diversity and Distributions**, v. 17, p. 287–296, 2011.

LOMMI, S. et al. Epiphytic lichen diversity in late-successional *Pinus sylvestris* forests along local and regional forest utilization gradients in eastern boreal Fennoscandia. **Forest Ecology and Management**, v. 259, n. 5, p. 883- 892, 2010.

LOSOS, J. B. Phylogenetic perspectives on community ecology. **Ecology**, v. 77, p. 1344- 1354, 1996.

LÜCKING, R. Takhtajan's floristic regions and foliicolous lichen biogeography: a compatibility analysis. **Lichenologist (London)**, v. 35, p. 33-54, 2003.

LÜCKING, R.; ARCHER, A. W.; APTROOT, A. A world-wide key to the genus *Graphis* (Ostropales: Graphidaceae). **The Lichenologist**, v. 41, p. 363–452, 2009.

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. et al. One hundred and seventy-five new species of Graphidaceae: closing the gap or a drop in the bucket? **Phytotaxa**, v. 189, p. 7–38, 2014.
- LÜCKING, R. et al. Historical biogeography and phenotypephylogeny of Chroodiscus (lichenized Ascomycota: Ostropales: Graphidaceae). **Journal of Biogeography**, v. 35, p. 2311 –2327, 2008.
- LÜCKING, R. et al. Phylogenetic structure of metacommunities in Mexican Parmeliaceae (lichenized Ascomycota: Lecanorales). **Bibliotheca Lichenologica**, v. 110, p. 27–54, 2016.
- LUMBSCH, H. T. et al. One hundred new species of lichenized fungi: a signature of undiscovered global diversity. **Phytotaxa**, v. 18, p. 1–127, 2011.
- 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.; LINDEMUTH, R. Major lineages of Dothideomycetes (Ascomycota) inferred from SSU and LSU rDNA sequences. **Mycol. Res.**, v. 105, n. 8, p. 901–908, 2001.
- LUNDSTRÖM, J. et al. Lichen species richness on retained aspens increases with time since clear-cutting. **Forest Ecology and Management**, v. 293, p. 49-56, 2013.
- LUO, Z. et al. Modeling Productivity in Mangrove Forests as Impacted by Effective Soil Water Availability and Its Sensitivity to Climate Change Using Biome-BGC. **Ecosystems**, v. 13, p. 949–965, 2010.
- LUTZONI, F.; PAGEL, M.; REEB, V. Major fungal lineages are derived from lichen symbiotic ancestors. **Nature**, v. 411, n. 6840, p. 937-940, 2001.
- MAGURRAN, A. E. *Measuring Biological Diversity*. Blackwell Publishing, Oxford, 256 p, 2004.
- MAGURRAN, A. E. **Measuring biological diversity**. Wiley. 2013. ISBN: 978-1-118-68792-5
- MARMOR, L. et al. Effects of forest continuity and tree age on epiphytic lichen biota in Coniferous forest in Estonia. **Ecological Indicators**, v. 11, p. 1270- 1276, 2011.
- MARTINS, S. M. A. **Estudo da comunidade liquenizada epífita em *Dodonaea viscosa* L. na restinga do Parque Estadual de Itapuã, Viamão, RS**. Tese

(Doutorado em Biodiversidade Vegetal e Meio Ambiente) – Instituto de Botânica, São Paulo, 145 p., 2006.

MARTINS-MAZZITELLI, S. M. A.; MARCELLI, M. P. Specific distribution of lichens on *Dodonaea viscosa* L. in the restinga area of Itapua State Park in Southern Brazil. São Paulo. **Hoehnea**, v. 38, p. 397-411, 2011.

MCCUNE, B. Lichen communities as indicators of forest health. **Bryologist**, v. 103, p. 353- 356, 2000.

MCCUNE, B.; MEFFORD, M. J. PC-ORD: Multivariate Analysis of Ecological Data. version 6. MjM Software, Gleneden Beach, Oregon, 2011.

MCPEED, M. A.; MILLER, T. E. Evolutionary biology and community ecology. **Ecology**, v. 77, p. 1319-1320, 1996.

MENDONÇA, C. O. **Influência de diferentes estágios sucessionais na composição e riqueza de líquens na Caatinga**. 2014. 106 p. Dissertação (Mestrado em Ecologia e Conservação) – Universidade Federal de Sergipe, São Cristóvão, 106 p., 2014.

MENDONÇA, C. O.; APTROOT, A.; CÁCERES, M. E. S. Six new species of the lichen genus *Pyrenula* (Pyrenulaceae) from Northeast Brazil. **Phytotaxa**, v. 286, p. 169–176, 2016.

MENEZES, A. A. **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. et al. New lichen species from the Caatinga in Chapada do Araripe, northeastern Brazil. **The Bryologist**, v. 116, n. 3, p. 302–305, 2013b.

MENEZES, A. A. et al. Two new *Crypthonia* species and a new *Syncesia* from Chapada do Araripe, Ceará, NE Brazil (Ascomycota: Arthoniales), with a key to *Crypthonia*. **The Lichenologist**, v. 45, n. 5, p. 657–664, 2013a.

MENEZES, A. A. et al. New species of Arthoniales from NE Brazil. **The Lichenologist**, v. 45, n. 5, p. 611–617, 2013c.

MENEZES, A. A. et al. Novas ocorrências de líquens corticícolas crostosos e microfoliosos em vegetação de Caatinga no semi-árido de Alagoas. **Acta Botanica Brasilica**, v. 254, p. 885–889, 2011.

MENGHINI, R. **Ecologia de manguezais: grau de perturbação e processos regenerativos em bosques de mangue da Ilha Baranabé**. Baixada Santista, São Paulo, Brasil. Dissertação de Mestrado, 98 p., Instituto Oceanográfico, Universidade de São Paulo, São Paulo-SP, Brasil, 98 p., 2004.

METZGER, J. P. Conservation issues in the Brazilian Atlantic forest. **Biological**

Conservation, v. 142, p. 1138–1140, 2009.

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.

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.

MMA – Ministério do Meio Ambiente. **Monitoramento do desmatamento nos biomas brasileiros por satélite**. Acordo de cooperação técnica MMA/IBAMA. Monitoramento do bioma Mata Atlântica. Disponível em: <http://www.brasil.gov.br/noticias/arquivos/2010/12/10/governo-brasileiro-divulga>– Acesso em 19/11 dez. 2012.

MOURA, M. A. L.; QUERINO, C.A.S. Variação sazonal do fluxo de calor no solo dentro de um manguezal tropical. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, v. 14, n. 3, p. 296–302, 2010.

MYERS, A. A.; GILLER, P. S. **Analytical biogeography an integrated approach to the study of animal and plant distributions**. London: Chapman & Hall, 578p, 1988.

MYERS et al. Biodiversity hotspots for conservation priorities. **Nature**, v. 403, p. 853–858, 2000.

NELSEN, M. P. et al. Elucidating phylogenetic relationships and genus-level classification within the fungal family Trypetheliaceae (Ascomycota: Dothideomycetes). **Taxon**, v. 63, p. 974–992, 2014.

NELSEN, M. P. et al. Unravelling the phylogenetic relationships of lichenised fungi in Dothideomyceta. **Studies in Mycology**, v. 64, p. 135–144, 2009.

NELSEN, M. P. et al. New insights into relationships of lichen-forming Dothideomycetes. **Fungal Diversity**, v. 51, p. 155–162, 2011.

OLIVEIRA, E. V. S.; LANDIM, M. F. Caracterização fitofisionômica das Restingas da Reserva Biológica de Santa Isabel, litoral norte de Sergipe. **Scientia plena**, v. 10, p. 1-10, 2014.

OLIVEIRA, J. P. F. **Líquens corticícolas crostosos (Lecanoraceae: Ascomycota) do Parque Nacional do Catimbau, Pernambuco**. Monografia. nro emde Ciências Biológicas, Universidade Federal de Pernambuco. 41 p.f, 2008.

OLIVEIRA-FILHO, A. T.; CARVALHO, D. A. Florística e fisionomia da vegetação no extremo norte do litoral da Paraíba. **Revista Brasileira de Botânica**, v. 16, n. 1, p. 115-130, 1993.

PARNMEN, S.; LÜCKING, 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, p. 12, 2012.

PEREIRA, T. A. et al. Going extinct before being discovered? New lichen fungi from a small fragment of the vanishing Atlantic Rainforest in Brazil. **Biota Neotropica**, v. 18, n. 1, p. e20170445, 2018.

PINTO, L. P.; BRITO, W. Dynamics of Biodiversity Loss in the Brazilian Atlantic Forest: an Introduction. *In*: C. GALINDO-LEAL; I. de GUSMÃO CÂMARA (eds.). **State of the Hotspots: The Atlantic Forest of South America**. Island Press, Washington, DC, pp. 27-30, 2003.

PRADO, D. E. As Caatingas da América do Sul. *In*: Leal IR, Tabarelli M & Silva JMC (eds). **Ecologia e Conservação da Caatinga**. ed, Recife: Ed. Universitária da UFPE. 822p, 2003.

PRANCE, G. T. Forest refuges: evidence from woody angiosperms. *In*: Prance, G.T. Prance. (ed.). **Biological diversification in the tropics**. Columbia University Press, New York, pp. 137-157, 1982.

PURVIS, O. W. **Lichens**. London: Natural History Museum and Washington: Smithsonian Institution, 2000.

LÜCKING, R. et al. The lichens of Fakahatchee Strand Preserve State Park, Florida: proceedings from the 18th tuckerman workshop. *ull. Florida Mus. Nat. Hist.*, v. 49, p. 127-186, 2011.

RIBEIRO, C. M. et al. The Brazilian Atlantic Forest: How much is left, and how is the remaining forest distributed? Implications for conservation. **Biological Conservation**, v. 142, n. 6, p. 1141-1153, 2009.

RIBEIRO, J. F.; WALTER, B. M. T. Fitofisionomias do bioma Cerrado. *In*: Sano, S.M. Almeida, S.P. (eds.) **Cerrado: ambiente e flora**. Embrapa, Brasília, p.89-166, 1998.

RIBEIRO, J. F.; WALTER, B. M. T. As principais fitofisionomias do bioma Cerrado. *In*: SANO, S. M.; ALMEIDA, S. P. (eds.) **Cerrado: ecologia e flora**. Embrapa Informação Tecnológica, Brasília, v.1 p.151-212, 2008.

RIDLEY, M. **Evolução**. 3. ed. Artmed: Porto Alegre, 752p, 2006.

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.; 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. 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.

RIZZINI, C. T. **Tratado de fitogeografia do Brasil**. 2 ed. Rio de Janeiro: Âmbito Cultural Ed. Ltda. 747p, 1997.

ROCHA, C. F. D. et al. The remnants of restinga habitats in the brazilian Atlantic Forest of Rio de Janeiro state, Brazil: Habitat loss and risk of disappearance. **Brazilian Journal of Biology**, v. 67, n. 2, p. 263- 273, 2007.

ROCHA, A. P. B. et al. **Geografia do Nordeste**. 2. Ed.- Natal, RN. EDUFRN, 320 p., 2010.

RODRIGUES, L. C. **A comunidade de microlíquens crostosos sofre alteração ao longo de gradientes ambientais na Caatinga?** 2012. 81 p. Dissertação. Universidade Federal de Sergipe. São Cristóvão, 81p., 2012.

SAENGER, P.; HEGERL, E. J.; DAVIE, J. D. S. Global Status of Mangrove Ecosystems. **The Environmentalist**, v. 3, p. 1-88, 1983.

SANTOS, M. et al. Correlações entre variáveis do solo e espécies herbáceo-arbustivas de dunas em revegetação no litoral norte da Paraíba. **Cerne**, v. 6, n. 1, p. 19-29, 2000.

SCARANO, F. R. Structure, Function and Floristic Relationships of Plant Communities in stressful Habitats to the Brazilian Atlantic Rainforest. **Annals of Botany**, v. 90, p. 517-524, 2002.

SCARANO, F. R. et al. Physiological synecology of the species in relation to geographic distribution and ecophysiological parameters at the Atlantic forest periphery in Brazil: an overview. **Trees Structure and Function**, v. 19, p. 493-4962, 2005.

SCHEIDEGGER, C.; WERTH, S. Conservation strategies for lichens: Insights from population biology. **Fungal Biology Reviews**, v. 23, p. 55-66, 2009.

SCHOCH, C. L. et al. The Ascomycota tree of life: A phylum-wide phylogeny clarifies the origin and evolution of fundamental reproductive and ecological traits. **Systematic Biology**, v. 58, p. 224–239, 2009.

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

SCHWEIGER, O. et al. A comparative test of phylogenetic diversity indices. **Oecologia**, v. 157, p. 485-495, 2008.

SEAWARD, M. R. D. **Lichen Ecology**. Academic Press, Inc. London, 1977.

SENE, F. M. **Cada caso um caso... puro acaso**. Sociedade brasileira de genetica:

Ribeirao Preto SP, 252p., 2009.

SILVA, J. R. **A influência de fatores ambientais na riqueza e composição da micota liquenizada em área de brejo de altitude e caatinga.** 2015. 71 p. Dissertação (Mestrado em Ecologia e Conservação) - Universidade Federal de Sergipe, 71 p., 2015.

SILVA, S. M.; BRITZ, R. M. A vegetação da Planície Costeira. IN: MARQUES, M. C. M.; BRITZ, R. M. (Orgs.). **História Natural e conservação da Ilha do Mel.** Curitiba: Universidade Federal do Paraná, pp. 49-84., 2005.

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

SIPMAN, H. J. M. et al. 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>

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.

SOBREIRA, P. N. B. **Caracterização da micota liquenizada corticícola em brejos de altitude no Estado de Pernambuco.** 2015. 55 p. Dissertação (mestrado em Biologia de Fungos) – Universidade Federal de Pernambuco, 55 p., 2015.

SOBREIRA, P. N. B.; APTROOT, A.; CÂCERES, M. E. S. A world key to species of the genus *Bactrospora* (Roccellaceae) with a new species from Brazil. **The Lichenologist**, v. 47, n. 2, p. 131–136, 2015.

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). **Mycological Research**, v. 110, p. 765–772, 2006.

STEHMANN, J. R. et al. Plantas da Floresta Atlântica. Jardim Botânico do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, 2009.

SUGUIO, K.; TESSLER, M. G. Planícies de cordões litorâneos quaternários do Brasil: origem e nomenclatura. In: LACERDA, L. D., ARAÚJO, D. S. D., Cerqueira, R., Turcq, B. (Orgs.). **Restingas: origem, estrutura e processos.** Niterói – RJ: CEUFF, pp. 15-25, 1984.

TABARELII, M.; SANTOS, M. M. A. Uma breve descrição sobre a história natural dos brejos nordestinos. In: K. C. PORTO, J. J. P. CABRAL, M. TABARELII (Eds.) **Brejos de altitude em Pernambuco e Paraíba: história natural, ecologia e conservação.** pp.111-122. Brasília: Ministério do Meio Ambiente, 2004.

TABARELLI, M. et al. Prospects for biodiversity conservation in the Atlantic Forest: Lessons from aging human-modified landscapes. **Biological Conservation**, v. 143, p. 2328–2340, 2010.

TABARELLI, M.; GASCON, C. Lessons from fragmentation research: improving management and policy guidelines for biodiversity conservation. **Conservation Biology**, v. 9, n. 3, p. 734–739, 2005.

TEHLER, A.; WEDIN, M. Systematics of lichenized fungi. **Lichen Biology**, v. 2, p. 336–352, 2008.

TIBELL, L. Practice and prejudice in lichen classification. **Lichenologist (London)**, v. 30, p. 439–453, 1998.

VAMOSI, S. M. et al. Emerging patterns in the comparative analysis of phylogenetic community structure. **Molecular Ecology**, v. 18, n. 4, p. 572–592, 2009.

VELOSO, H. P. et al. Classificação da vegetação brasileira, adaptada a um sistema universal. Rio de Janeiro. IBGE -DERMA. 124 p., 1991.

WALSER, J. C. et al. Microsatellites reveal regional population differentiation and isolation in *Lobaria pulmonaria*, na epiphytic lichen. **Molecular Ecology**, v. 14, p. 457–467, 2005.

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**, v. 24, p. 2098–2100, 2008.

WEBB, C. O.; ACKERLY, D. D.; MCPEEK, M. A. Phylogenies and community ecology. **Annual Review of Ecology and Systematics**, v. 33, p. 475–505, 2002.

WEBSTER, J.; WEBER, R. **Introduction to Fungi**. Third Edition. Cambridge University Press. 875p., 2007.

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 (London)**, v. 44, p. 639–647, 2012.

WERTH, S. Biogeography and phylogeography of lichen fungi and their photobionts. *In*: FONTANETO, D. (ed). **Biogeography of microscopic organisms: is everything small everywhere?** Cambridge University Press, London, pp. 191–

208, 2011.

WHITTET, R.; ELLIS, C. J. Critical tests for lichen indicators of woodland ecological continuity. **Biological Conservation**, v. 168, p. 19–23, 2013.

XAVIER-LEITE, A. B. 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.

ZICKEL, C. S. et al. Flora e vegetação das restingas no Nordeste Brasileiro. Pp.689-701. *In*: ESKINAZI-LEÇA, E.; NEUMANN-LEITÃO, S.; COSTA, M. F. (eds.), **Oceanografia: um cenário tropical**. Recife. Bargaço, 2004.

APÊNDICE A - TÁXONS DE LIQUENS REGISTRADOS PARA O NORDESTE DO BRASIL.

<i>Espécie</i>	CA	CR	CE	BA	FA	RT	MG	Referências
<i>Arthoniomycetes/Arthoniales/Arthoniaceae</i>								
<i>Arthonia aciniformis</i> Stirt.	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Arthonia aff. andamanica</i> (Makhija & Patw.) M. Cáceres & Lücking	1	0	0	0	0	0	0	Dantas, 2016
<i>Arthonia aff. bessalis</i> Nyl.	1	0	0	0	0	1	0	Dantas, 2016; Cáceres, 2007; Lima, 2017; Neste trabalho
<i>Arthonia aff. circumalbicans</i> Nyl.	0	0	0	0	0	1	0	Neste trabalho
<i>Arthonia aff. complanata</i> Fée	1	0	0	0	1	1	0	Dantas, 2016; Rodrigues, 2012; Cáceres, 2007; Lima, 2017
<i>Arthonia aff. interveniens</i> Nyl.	1	0	0	0	1	1	0	Dantas, 2016; Cáceres, 2007; Neste trabalho
<i>Arthonia aff. leptosperma</i> (Müll. Arg.) R. Sant.	0	0	0	1	0	0	0	Cáceres, 2007; Sobreira, 2015
<i>Arthonia aff. polygramma</i> Nyl.	1	0	0	0	1	1	0	Cáceres, 2007; Lima, 2017
<i>Arthonia andamanica</i> (Makhija & Patw.) Cáceres & Lücking	1	0	0	0	1	1	0	Mendonça, 2014; Dantas, 2016; Cáceres, 2007; Neste trabalho
<i>Arthonia antillarum</i> (Fée) Nyl.	1	0	0	1	1	0	1	Xavier-Leite et al., 2015; Dantas, 2016; Silva, 2015; Cavalcante (não publicado); Cáceres et al., 2014; Lima, 2013; Lima, 2017; Cáceres et al., 2017
<i>Arthonia bessalis</i> Nyl.	1	0	0	0	1	1	0	Dantas, 2016; Cáceres, 2007; Cáceres et al., 2014; Lima, 2017; Neste trabalho
<i>Arthonia borbonica</i> Ertz, Elix & Grube	0	0	0	0	0	1	0	Lima, 2017
<i>Arthonia cf. subvelata</i> Nyl.	1	0	0	0	0	1	0	Cavalcante, 2012; Cáceres, 2007; Neste trabalho
<i>Arthonia complanata</i> Fée	1	0	0	1	1	1	1	Mendonça, 2014; Dantas, 2016; Cáceres, 2007; Xavier-Leite et al., 2015; Neste trabalho; Cavalcante (não publicado)
<i>Arthonia leptosperma</i> (Müll. Arg.) R. Sant.	0	0	0	1	1	0	0	Cáceres, 2007; Cáceres et al., 2014
<i>Arthonia meissneri</i> Müll. Arg.	1	0	0	0	0	0	0	Lima, 2013
<i>Arthonia microsperma</i> Nyl.	1	0	0	0	1	1	0	Cáceres, 2007; Cáceres et al., 2014; Lima, 2017; Neste trabalho
<i>Arthonia parantillarum</i> Aptroot	1	0	0	0	1	1	1	Dantas, 2016; Cavalcante (não publicado); Xavier-Leite et al., 2015; Cáceres et al., 2014
<i>Arthonia perpallens</i> Nyl.	1	0	0	0	0	0	0	Lima, 2013; Lima, 2017
<i>Arthonia pinastri</i> Anzi	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Arthonia platygraphidea</i> Nyl.	1	0	0	0	1	0	0	Dantas, 2016; Cáceres, 2007

<i>Espécie</i>	CA	CR	CE	BA	FA	RT	MG	Referências
<i>Tylophoron hibernicum</i> (D. Hawksw., Coppins & P. James) Ertz, Diederich, Bungartz & Tibell	1	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Tylophoron moderatum</i> Nyl.	1	0	0	0	1	0	0	Dantas, 2016; Cáceres, 2007; Mendonça, 2014
<i>Synarthonia inconspicua</i> (Stirt.) Van den Broeck & Ertz	0	0	0	0	0	0	1	Cavalcante (não publicado)
<i>Synarthonia sarcographoides</i> Aptroot, A.A. Menezes, E.L. Lima & M. Cáceres	1	1	1	0	1	0	0	Lima, 2013; Menezes, 2013; Menezes et al. 2013c
Arthoniomycetes/Arthoniales/Chrysotrichaceae								
<i>Chrysothrix chlorina</i> (Ach.) J.R. Laundon	1	0	0	0	0	0	0	Cavalcante, 2012; Rodrigues, 2012; Cáceres, 2007
<i>Chrysothrix</i> sp.	1	0	0	0	1	0	0	Lima, 2017
<i>Chrysothrix xanthina</i> (Vain.) Kalb	1	1	0	1	1	0	0	Silva, 2015; Cáceres, 2007; Xavier-Leite et al., 2015; Lima, 2013; Sobreira, 2015; Menezes, 2013; Cáceres et al., 2014; Mendonça, 2014; Cáceres et al., 2017
Arthoniomycetes/Arthoniales/Lecanographaceae								
<i>Heterocyphelium leucampyx</i> (Tuck.) vain.	1	0	0	0	0	0	0	Dantas, 2016
<i>Lecanographa lyncea</i> (Sm.) Egea & Torrente	1	0	0	1	0	0	0	Cáceres, 2007; Lima, 2017
<i>Lecanographa</i> sp.	1	0	0	0	0	0	0	Lima, 2017
<i>Zwackhia robusta</i> (Vain.) Ertz	1	0	0	0	1	0	0	Xavier-Leite et al., 2015, Andrade, 2015; Cáceres, 2007
Arthoniomycetes/Arthoniales/Opegraphaceae								
<i>Cresponea endosulphurea</i> A.A. Menezes, M. Cáceres & Aptroot	0	0	1	0	0	0	0	Menezes, 2013; Menezes et al. 2013c
<i>Cresponea leprieurii</i> (Mont.) Egea & Torrente	0	0	0	1	0	0	0	Cáceres, 2007; Sobreira, 2015
<i>Cresponea lichenicola</i> Aptroot & M. Cáceres	0	0	0	1	0	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Cresponea melanocheiloides</i> (Vain.) Egea & Torrente	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres, 2007; Cáceres et al., 2014
<i>Cresponea proximata</i> (Nyl.) Egea e Torrente	0	0	0	0	1	1	0	Cáceres, 2007
<i>Fouragea filicina</i> (Mont.) Trevis.	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Nyungwea anguinella</i> (Nyl.) Aptroot	1	0	0	0	1	0	1	Cavalcante (não publicado)
<i>Opegrapha</i> aff. <i>contracta</i> Vain.	0	0	0	1	1	1	0	Cáceres, 2007; Xavier-Leite et al., 2015; Sobreira, 2015
<i>Opegrapha</i> aff. <i>cylindrica</i> Raddi	1	0	0	0	1	0	0	Andrade, 2015; Cáceres, 2007; Lima, 2013; Lima, 2017
<i>Opegrapha</i> aff. <i>quintana</i> Redinger	1	0	0	1	1	0	0	Dantas, 2016; Cáceres, 2007; Lima, 2013; Sobreira, 2015; Lima, 2017

<i>Espécie</i>	CA	CR	CE	BA	FA	RT	MG	Referências
<i>Opegrapha aperiens</i> Vain.	1	0	0	1	1	0	0	Xavier-Leite et al., 2015, Rodrigues, 2012; Cáceres, 2007; Mendonça, 2014
<i>Opegrapha arengae</i> Vain.	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014, Cáceres, 2007
<i>Opegrapha astraea</i> Tuck	1	0	0	0	0	0	0	Dantas, 2016
<i>Opegrapha atratula</i> Müll. Arg.	1	0	0	1	1	0	0	Cáceres, 2007; Cáceres et al., 2014; Sobreira, 2015; Mendonça, 2014, Dantas, 2016
<i>Opegrapha aurantiaca</i> B. de Lesd.	1	0	0	1	1	0	0	Andrade, 2015; Cáceres et al., 2014; Sobreira, 2015
<i>Opegrapha brachycarpa</i> Müll. Arg.	1	0	0	0	0	0	0	Dantas, 2016
<i>Opegrapha cf. millegrana</i> Redinger	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres, 2007
<i>Opegrapha cf. quintana</i> Redinger	1	0	0	0	0	0	0	Dantas, 2016
<i>Opegrapha cf. urosperma</i> Fée	1	0	0	0	1	0	0	Cáceres, 2007
<i>Opegrapha contracta</i> Vain.	0	0	0	1	1	0	0	Sobreira, 2015, Cáceres, 2007
<i>Opegrapha cylindrica</i> Raddi	1	0	0	1	1	1	0	Andrade, 2015; Cáceres, 2007; Xavier-Leite et al., 2015; Lima, 2017; Neste trabalho
<i>Opegrapha dekeselii</i> Ertz	0	0	0	0	1	1	0	Lima, 2017
<i>Opegrapha Mazosiae</i> Matzer	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Opegrapha riograndensis</i> Redinger	1	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Opegrapha rionegrensis</i> Redinger	1	0	0	0	0	0	0	Dantas, 2016
<i>Opegrapha sp.</i>	1	0	0	0	1	0	1	Dantas, 2016; Andrade, 2015; Cavalcante (não publicado)
<i>Opegrapha sp. 1</i>	0	0	0	0	0	1	1	Neste trabalho; Cavalcante (não publicado)
<i>Opegrapha sp. 2</i>	0	0	0	0	0	1	1	Neste trabalho; Cavalcante (não publicado)
<i>Opegrapha sp. 3</i>	0	0	0	0	0	1	1	Neste trabalho; Cavalcante (não publicado)
<i>Opegrapha subdictyospora</i> M. Cáceres & Aptroot	1	0	1	1	1	0	0	Dantas, 2016; Silva, 2015; Lima, 2013; Menezes, 2013; Lima, 2017; Cáceres et al. 2013a
<i>Opegrapha submuriformes</i>	0	0	0	0	0	0	1	Cavalcante (não publicado)
<i>Sclerophyton elegans</i> Eschw.	1	0	0	0	1	0	0	Dantas, 2016; Cáceres, 2007; Xavier-Leite et al., 2015; Cáceres et al., 2014
<i>Sclerophyton fluorescens</i> Sparrius	1	0	0	0	0	0	0	Dantas, 2016
<i>Sclerophyton muriforme</i> Sparrius	1	0	0	0	0	0	0	Lima, 2013
<i>Sclerophyton seriale</i> (Ach.) Sparrius.	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014

<i>Espécie</i>	CA	CR	CE	BA	FA	RT	MG	Referências
<i>Arthoniomycetes/Arthoniales/Roccellaceae</i>								
<i>Chiodecton complexum</i> Aptroot & M. Cáceres	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Chiodecton malmei</i> G. Thor	1	0	1	0	1	0	0	Dantas, 2016; Cáceres, 2007; Xavier-Leite et al., 2015; Cáceres et al., 2014; Menezes, 2013
<i>Chiodecton sphaerale</i> Ach.	0	1	1	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014; Menezes, 2013
<i>Dichosporidium lanuginosum</i> Aptroot & Lücking	0	0	0	1	1	0	0	Cáceres, 2007; Sobreira, 2015
<i>Dichosporidium nigrocinctum</i> (Ehrenb.) G. Thor	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres, 2007; Cáceres et al., 2014
<i>Dirina</i> aff. <i>approximata</i> (Fée) D.D. Awasthi	1	0	1	0	0	0	0	Lima, 2013; Menezes, 2013
<i>Enterographa</i> aff. <i>compactula</i> (Nyl.) Redinger	0	0	1	0	0	0	0	Menezes, 2013
<i>Enterographa</i> aff. <i>quassicola</i> Fée	1	0	0	0	0	0	0	Dantas, 2016
<i>Enterographa anguinella</i> (Nyl.) Redinger	1	0	1	1	1	1	0	Cavalcante, 2012; Dantas, 2016; Cáceres, 2007; Lima, 2013; Menezes, 2013; Neste trabalho
<i>Enterographa chiodectonoides</i> M. Cáceres & Lücking	1	0	0	0	1	0	0	Cáceres, 2007; Lima, 2013; Cáceres et al., 2014
<i>Enterographa compunctula</i> (Nyl.) Redinger	1	0	0	0	1	0	0	Dantas, 2016; Cáceres, 2007; Xavier-Leite et al., 2015; Cáceres et al., 2014
<i>Enterographa kalbii</i> Sparrius	1	0	0	0	0	0	0	Mendonça, 2014
<i>Enterographa micrographa</i> (Nyl.) Redinger VER O P!	0	0	0	0	0	1	0	Lima, 2017
<i>Enterographa multilocularis</i> (Müll. Arg.) Sparrius	1	0	0	0	0	0	0	Cavalcante, 2012
<i>Enterographa pallidella</i> (Nyl.) Redinger	1	0	0	0	1	0	1	Cavalcante (não publicado); Cáceres et al., 2014, Lima, 2013
<i>Enterographa quassicola</i> Fée	1	0	0	0	1	0	0	Dantas, 2016; Cáceres et al., 2014
<i>Enterographa rotundata</i> M. Cáceres, E.L. Lima & Aptroot	1	0	0	0	0	0	0	Lima, 2013; Aptroot et al. 2013a
<i>Enterographa sipmanii</i> Sparrius	1	1	1	0	0	0	0	Dantas, 2016; Cáceres, 2007; Xavier-Leite et al., 2015; Menezes, 2013; Cáceres et al., 2014; Lima, 2017
<i>Enterographa</i> sp.	1	0	0	0	1	0	1	Cavalcante (não publicado); Lima, 2017
<i>Enterographa subquassiaeicola</i> Cáceres & Lücking	1	1	1	0	1	0	0	Dantas, 2016; Rodrigues, 2012; Cáceres, 2007; Lima, 2013; Menezes, 2013; Lima, 2017
<i>Enterographa subserialis</i> (Nyl.) Redinger	1	0	0	0	1	0	0	Mendonça, 2014; Silva, 2015; Xavier-Leite et al., 2015; Cáceres et al., 2014; Cáceres et al., 2017
<i>Lecanactis elaeocarpa</i> (Nyl.) Tehler	1	0	0	0	0	0	0	Mendonça, 2014; Dantas, 2016
<i>Lecanactis epileuca</i> (Nyl.) Tehler	1	0	0	1	1	1	0	Mendonça, 2014; Dantas, 2016; Andrade, 2015; Cáceres, 2007; Sobreira, 2015; Lima, 2017; Neste trabalho

<i>Espécie</i>	CA	CR	CE	BA	FA	RT	MG	Referências
<i>Lecanactis sp.</i>	1	0	0	0	0	0	0	Lima, 2017
<i>Mazosia carnea</i> (Eckfeldt) Aptroot & M. Cáceres	0	0	0	1	1	1	1	Cavalcante (não publicado); Sobreira, 2015; Lima, 2017; Neste trabalho
<i>Mazosia dispersa</i> (J. Hedrick) R. Sant.	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Mazosia endonigra</i> A.A. Menezes, M. Cáceres & Aptroot	0	1	1	1	1	1	1	Sobreira, 2015; Menezes, 2013; Neste trabalho; Cavalcante (não publicado)
<i>Mazosia melanophthalma</i> (Müll. Arg.) R. Sant.	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Mazosia ocellata</i> (Nyl.) R.C. Harris	0	0	0	1	1	1	0	Cáceres, 2007; Xavier-Leite et al., 2015; Sobreira, 2015
<i>Mazosia phyllosema</i> (Nyl.) Zahlbr	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres, 2007; Cáceres et al., 2014
<i>Mazosia rotula</i> (Mont.) A. Massal.	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Mazosia verrucosa</i>	0	0	0	0	1	0	0	Andrade, 2015
<i>Mazosia viridescens</i> (Fée) Aptroot & M. Cáceres	0	0	0	0	1	1	0	Lima, 2017; Neste trabalho
<i>Neoserigipea aurata</i> M. Cáceres, Ertz & Aptroot	1	0	0	0	0	0	0	Aptroot et al. 2013a
<i>Sagenidiopsis undulatum</i> (Fée) Egea, Tehler, Torrente & Sipman	0	0	0	1	1	0	0	Andrade, 2015; Cáceres, 2007; Lima, 2013; Sobreira, 2015; Cáceres et al., 2014
<i>Sigridea leptothallus</i> (Malme) Tehler	1	0	0	0	0	0	0	Lima, 2013
<i>Syncesia albiseda</i> (Nyl.) Tehler	1	0	0	0	0	0	0	Dantas, 2016
<i>Syncesia byssolomoides</i> A. A. Menezes, M. Cáceres & Aptroot sp. nov.	0	0	1	0	0	0	0	Menezes et al. 2013a; Sobreira, 2015
<i>Syncesia farinacea</i> (Fée) Tehler	1	0	0	0	1	0	0	Dantas, 2016; Cáceres et al., 2014
<i>Syncesia rhizomorpha</i> Tehler	1	0	0	0	1	0	0	Mendonça, 2014; Dantas, 2016; Cáceres, 2007; Sobreira, 2015
<i>Vigneronia caceresiana</i> (Kalb & Aptroot) Lücking & Herrera-Camp.	1	0	0	0	0	0	0	Herrera-Campos et al., 2019
Arthoniomycetes/Arthoniales gêneros incertae sedis								
<i>Bactrospora angularis</i> Sobreira, Aptroot & M. Cáceres sp. nov.	0	0	0	1	0	0	0	Sobreira et al. 2015; Sobreira, 2015
<i>Bactrospora denticulata</i> (Vain.) Egea & Torrente	0	0	0	0	0	1	1	Neste trabalho; Cavalcante (não publicado)
<i>Bactrospora intermedia</i> Egea & Torrente	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Bactrospora jenikii</i> (Vázda) Egea & Torrente	1	0	0	0	1	0	1	Cáceres, 2007; Cavalcante (não publicado); Cáceres et al., 2014; Neste trabalho
<i>Bactrospora lamprospora</i> (Nyl.) Lendemer	0	0	0	1	0	0	0	Sobreira, 2015
<i>Bactrospora macrospora</i> R.C. Harris	0	0	0	0	1	1	0	Cáceres, 2007; Cáceres et al., 2014; Lima, 2017

<i>Espécie</i>	CA	CR	CE	BA	FA	RT	MG	Referências
<i>Bactrospora myriadea</i> (Fée) Egea & Torrente	1	0	0	1	1	1	1	Silva, 2015; Cáceres et al., 2014; Lima, 2017; Neste trabalho; Cavalcante (não publicado)
<i>Bactrospora pilosa</i> Sobreira, Aptroot & M. Cáceres	0	0	0	1	0	0	0	Sobreira, 2015
<i>Bactrospora</i> sp.	0	0	0	0	1	0	1	Cavalcante (não publicado)
<i>Helminthocarpon leprevostii</i> Fée	1	0	0	1	1	0	0	Silva, 2015; Cáceres, 2007; Lima, 2013; Lima, 2017; Mendonça, 2014
<i>Synarthothelium cerebriforme</i> Sparrius	0	0	0	0	0	1	0	Neste trabalho
<i>Dothideomycetes/Pleosporales/Mycoporaceae</i>								
<i>Mycoporum compositum</i> (A. Massal.) R.C. Harris	1	1	1	0	1	0	0	Mendonça, 2014; Dantas, 2016; Silva, 2015; Lima, 2013; Menezes, 2013; Cáceres et al., 2014; Lima, 2017
<i>Mycoporum eschweileri</i> (Müll. Arg.) R.C. Harris	1	0	0	0	1	1	0	Dantas, 2016; Andrade, 2015; Xavier-Leite et al., 2015; Cáceres et al., 2014; Neste trabalho
<i>Mycoporum lacteum</i> (Ach. ex Fée) R.C. Harris	0	0	0	1	1	0	0	Sobreira, 2015; Cáceres et al., 2014
<i>Mycoporum pycnocarpoides</i> Mull. Arg	0	0	0	1	0	1	0	Sobreira, 2015; Lima, 2017
<i>Mycoporum sparsellum</i> Nyl.	0	0	0	0	1	1	0	Andrade, 2015; Cáceres et al., 2014; Neste trabalho
<i>Dothideomycetes ordens incertae sedis/Eremithales/Melaspileaceae</i>								
<i>Encephalographa anthracothecii</i> Diederich	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Eremithallus marusae</i> R. Miranda, Gaya & Lücking	0	0	0	1	1	0	0	Xavier-Leite et al., 2015
<i>Melaspilea diplasiospora</i> (Nyl.) Ertz & Diederich	0	0	0	0	0	1	0	Neste trabalho
<i>Melaspilea</i> sp.	1	0	0	0	1	0	0	Dantas, 2016
<i>Dothideomycetes ordens incertae sedis/Monoblastiales/Monoblastiaceae</i>								
<i>Anisomeridium albisedum</i> (Nyl.) R.C. Harris	1	0	0	1	1	1	0	Dantas, 2016; Xavier-Leite et al., 2015; Cáceres et al., 2017; Neste trabalho
<i>Anisomeridium americanum</i> (A. Massal.) R.C. Harris	0	0	0	0	1	1	0	Cáceres, 2007; Lima, 2017
<i>Anisomeridium anisolobum</i> (Müll. Arg.) Aptroot	1	0	0	0	0	1	0	Dantas, 2016; Neste trabalho
<i>Anisomeridium biforme</i> (Borrer) R.C. Harris	1	0	0	0	0	0	0	Dantas, 2016
<i>Anisomeridium biformoides</i> R.C. Harris	0	0	0	1	0	0	0	Sobreira, 2015
<i>Anisomeridium excellens</i> (Nyl.) R.C. Harris new to S hemisphere	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Anisomeridium foliicola</i> R. Sant. & Tibell	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Anisomeridium globosum</i> Aptroot, D.S. Andrade & M. Cáceres, sp. nov.	0	0	0	0	1	0	0	Aptroot et al. 2015a

<i>Espécie</i>	CA	CR	CE	BA	FA	RT	MG	Referências
<i>Anisomeridium griffinii</i> R.C. Harris	0	0	0	0	1	0	0	Lima, 2017
<i>Anisomeridium leptospermum</i> (Zahlbr.) R. C. Harris	1	0	0	1	1	1	0	Cáceres, 2007; Cáceres et al., 2014; Lima, 2013; Sobreira, 2015; Lima, 2017
<i>Anisomeridium leucochlorum</i> (Müll.Arg.)R.C. Harris	1	0	0	0	0	0	0	Dantas, 2016
<i>Anisomeridium polycarpum</i> (Müll. Arg.) R.C. Harris	0	0	0	0	1	1	0	Cáceres, 2007; Sobreira, 2015; Lima, 2017
<i>Anisomeridium polypori</i> (Ellis & Everh.) M.E. Barr	0	0	0	0	1	1	0	Neste trabalho; Cáceres et al., 2014
<i>Anisomeridium</i> sp.	0	0	0	1	1	0	0	Cáceres, 2007; Lima, 2017
<i>Anisomeridium subprostans</i> (Nyl.) R.C. Harris	1	0	0	0	1	1	0	Mendonça, 2014; Dantas, 2016; Cáceres et al., 2014; Lima, 2013; Lima, 2017; Neste trabalho
<i>Anisomeridium tamarindii</i> (Fée) R. C. Harris	1	1	0	0	1	0	0	Dantas, 2016; Cáceres, 2007; Xavier-Leite et al., 2015; Menezes, 2013; Lima, 2017
<i>Anisomeridium terminatum</i> (Nyl.) R.C. Harris	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Anisomeridium truncatum</i> (Müll. Arg.) R.C. Harris	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Caprettia amazonensis</i> Bat. & H. Maia	1	0	0	0	1	0	0	Cáceres, 2007; Lima, 2013 Lima
<i>Megalotremis lateralis</i> Aptroot	0	0	0	0	1	0	0	Lima, 2017
<i>Megalotremis verrucosa</i> (Makhija & Patw.) Aptroot	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Megalotremis flavovulcana</i> (Komposch) Aptroot	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Megalotremis</i> sp.	0	0	0	1	1	0	0	Cáceres, 2007; Lima, 2017
<i>Trypetheliopsis epiphylla</i> (R. Sant.) R. C. Harris	0	0	0	1	0	0	0	Cáceres, 2007; Sobreira, 2015
<i>Trypetheliopsis kalbii</i> Lücking & Sérus.	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres, 2007
<i>Dotideomycetes ordens incertae sedis/Strigulares/Strigulaceae</i>								
<i>Strigula americana</i> R.C. Harris	1	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014; Lima, 2017
<i>Strigula amphora</i> Aptroot & Lücking	1	0	0	0	0	0	0	Lima, 2017
<i>Strigula griseonitens</i> R.C. Harris	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Strigula hypothallina</i> R.C. Harris	0	0	0	0	1	0	0	Lima, 2017
<i>Strigula laureriformis</i> Aptroot & Lücking	1	0	0	0	0	0	0	Cáceres et al., 2017
<i>Strigula maculata</i> (Cooke & Masee) R. Sant.	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Strigula nemathora</i> Mont.	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014

<i>Espécie</i>	CA	CR	CE	BA	FA	RT	MG	Referências
<i>Strigula nitidula</i> Mont.	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Strigula obtecta</i> (Vain.) R. C. Harris	0	0	0	1	0	0	0	Cáceres, 2007; Sobreira, 2015
<i>Strigula phaea</i> (Ach.) R.C. Harris	0	0	0	1	1	1	0	Cáceres, 2007; Xavier-Leite et al., 2015; Cáceres et al., 2014; Sobreira, 2015; Lima, 2017; Neste trabalho
<i>Strigula smaragdula</i> Fr.	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Strigula stigmatella</i> (Ach.) R. C. Harris	1	0	0	0	1	0	0	Cáceres, 2007
<i>Strigula viridiseda</i> (Nyl.) R.C. Harris	1	0	0	1	1	0	0	Cáceres, 2007; Sobreira, 2015
<i>Strigula ziziphi</i> (A. Massal.) Cl. Roux & Sérus.	1	0	0	0	0	0	0	Cavalcante, 2012
<i>Dotideomycetes ordens incertae sedis/Trypetheliales/Trypetheliaceae</i>								
<i>Architrypethelium nitens</i> (Fée) Aptroot	1	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Architrypethelium hyalinum</i> Aptroot	0	0	0	1	0	0	0	Sobreira, 2015
<i>Architrypethelium uberinum</i> (Fée) Aptroot	0	0	0	1	0	0	0	Cáceres, 2007
<i>Astrothelium aeneoides</i> Aptroot	0	0	0	0	0	1	0	Lima, 2017
<i>Astrothelium aeneum</i> (Eschw.) Aptroot & Lücking	1	1	1	1	1	1	0	Menezes, 2013; Cáceres et al., 2014; Lima, 2017; Xavier-Leite et al., 2015; Dantas, 2016; Silva, 2015; Mendonça, 2014
<i>Astrothelium aff. leucothelium</i> Nyl.	0	0	0	1	0	0	0	Sobreira, 2015; Cáceres, 2007
<i>Astrothelium cf. auratum</i> (R.C. Harris) Aptroot & Lücking	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Astrothelium cinnamomeum</i> (Eschw.) Müll. Arg.	1	0	0	1	1	1	0	Andrade, 2015; Cáceres et al., 2014; Sobreira, 2015; Lima, 2017; Cáceres, 2007
<i>Astrothelium confusum</i> Müll. Arg.	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Astrothelium conicum</i> Eschw.	0	1	1	0	0	0	0	Menezes, 2013
<i>Astrothelium crassum</i> (Fée) Aptroot	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Astrothelium curvatum</i> Aptroot & M. Cáceres	0	0	0	0	1	0	0	Aptroot et al. 2016
<i>Astrothelium disjunctum</i> Aptroot & M. Cáceres	0	0	0	0	0	1	0	Neste trabalho
<i>Astrothelium degenerans</i> (Vain.) R.C. Harris	0	0	1	0	1	0	0	Menezes, 2013; Cáceres et al., 2014
<i>Astrothelium eumultiseptatum</i> Aptroot & Cáceres sp. nova	0	0	0	0	1	0	0	Aptroot & Cáceres, 2016
<i>Astrothelium eustomum</i> (Mont.) Müll. Arg.	0	0	0	0	1	1	0	Andrade, 2015; Lima, 2017; Cáceres, 2007; Neste trabalho
<i>Astrothelium feei</i> (C.F.W. Meissn.) Aptroot	0	0	0	0	1	0	0	Andrade, 2015

<i>Espécie</i>	CA	CR	CE	BA	FA	RT	MG	Referências
<i>Astrothelium floridanum</i> Zahlbr. ex M. Choisy	0	0	0	0	0	1	0	Lima, 2017
<i>Astrothelium galbineum</i> Kremp.	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Astrothelium globosum</i> Aptroot & M. Cáceres sp. nov.	0	0	0	0	1	0	0	Aptroot et al. 2016
<i>Astrothelium grossum</i> Müll. Arg.	0	0	0	0	0	1	0	Lima, 2017
<i>Astrothelium inspersaeneum</i> E. L. Lima, Aptroot & M. Cáceres	1	0	0	0	1	1	0	Cáceres et al., 2014; Lima, 2013; Lima, 2017; Lima et al. 2013a.
<i>Astrothelium interjectum</i> R.C. Harris	0	0	0	0	0	1	0	Cáceres et al., 2014; Lima, 2017
<i>Astrothelium leioplacum</i> (Müll. Arg.) Aptroot & Lücking	0	0	0	0	0	1	0	Lima, 2017
<i>Astrothelium leucosessile</i> Lücking, M.P. Nelsen & Aptroot	0	0	0	0	0	1	1	Lima, 2017; Neste trabalho; Cavalcante (não publicado)
<i>Astrothelium longisporum</i> Aptroot, J. R. Silva & M. Cáceres sp. nov.	1	0	0	0	0	0	0	Aptroot et al. 2016
<i>Astrothelium macrocarpum</i> (Fée) Aptroot & Lücking	0	0	0	0	0	1	0	Lima, 2017
<i>Astrothelium marcidum</i> (Fée) Aptroot & Lücking comb. nov.	1	0	0	1	1	1	0	Cáceres et al., 2014
<i>Astrothelium megasperum</i> (Mont.) Aptroot & Lücking	0	0	0	1	1	0	0	Cáceres et al., 2014; Silva, 2015; Sobreira, 2015
<i>Astrothelium meiophorum</i> (Nyl.) Aptroot & Lücking comb. nov.	0	0	0	0	0	1	0	Lima, 2017
<i>Astrothelium neogalbineum</i> (R.C. Harris) Aptroot & Lücking comb. nov.	1	0	1	0	0	1	0	Menezes, 2013; Lima, 2017
<i>Astrothelium neoinspersum</i> Aptroot	0	0	0	0	0	1	0	Lima, 2017
<i>Astrothelium nitidiusculum</i> (Nyl.) Aptroot & Lücking comb. nov.	1	1	1	1	1	1	0	Cáceres et al., 2014; Lima, 2017; Dantas, 2016; Silva, 2015; Sobreira, 2015; Neste trabalho
<i>Astrothelium ochrothelium</i> (Nyl.) Müll. Arg.	0	0	0	0	1	1	0	Cáceres et al., 2014; Lima, 2017
<i>Astrothelium phlyctaena</i> (Fée) Aptroot & Lücking	1	0	0	1	1	1	1	Cavalcante (não publicado); Neste trabalho; Lima, 2017; Mendonça, 2014; Dantas, 2016; Silva, 2015; Rodrigues, 2012; Cáceres, 2007; Xavier-Leite et al., 2015; Lima, 2013
<i>Astrothelium puiggarii</i> (Müll. Arg.) Aptroot & Lücking	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Astrothelium rubrocrystallinum</i> Aptroot & M. Cáceres sp. nov.	0	0	0	0	1	0	0	Aptroot et al. 2016
<i>Astrothelium rufescens</i> (Müll. Arg.) Aptroot & Lücking	0	0	0	0	1	1	0	Lima, 2017; Neste trabalho
<i>Astrothelium scorica</i> (Fée) Aptroot & Lücking comb. nov.	0	0	0	0	0	1	1	Neste trabalho; Cavalcante (não publicado)
<i>Astrothelium scorioides</i> Nyl.	0	0	0	1	1	0	0	Andrade, 2015; Cáceres et al., 2014; Sobreira, 2015
<i>Astrothelium</i> sp.	0	0	0	1	1	0	1	Silva, 2015; Cavalcante (não publicado)
<i>Astrothelium sphaerioides</i> (Mont.) Aptroot & Lücking	0	0	0	1	0	0	0	Sobreira, 2015

<i>Espécie</i>	CA	CR	CE	BA	FA	RT	MG	Referências
<i>Astrothelium solitarium</i> Aptroot & M. Cáceres	0	0	0	0	0	1	0	Neste trabalho
<i>Astrothelium subaequans</i> Müll. Arg.	0	0	0	1	1	0	0	Sobreira, 2015; Lima, 2017
<i>Astrothelium subdiscretum</i> (Nyl.) Aptroot & Lücking	0	0	0	0	0	1	0	Lima, 2017; Neste trabalho
<i>Astrothelium subdisjunctum</i> (Müll. Arg.) Aptroot & Lücking	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Astrothelium subvariolosum</i> Makhija & Patw.	0	0	0	1	0	0	0	Sobreira, 2015
<i>Astrothelium subscoria</i> Flakus & Aptroot	0	0	0	0	0	1	0	Neste trabalho
<i>Astrothelium tenue</i> (Aptroot) Aptroot & Lücking	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Astrothelium tuberculosum</i> (Vain.) Aptroot & Lücking comb. nov.	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Astrothelium variolosum</i> (Ach.) Müll. Arg.	1	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014; Lima, 2013; Lima, 2017; Cáceres, 2007
<i>Astrothelium versicolor</i> Müll. Arg.	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Bathelium flavoduplex</i> sp. Nov.	0	0	0	0	0	1	0	Lima, 2017
<i>Bathelium lineare</i> (C.W. Dodge) R.C. Harris	0	0	0	0	0	1	0	Lima, 2017
<i>Bathelium madreporiforme</i> (Eschw.) Trevis	1	1	1	1	1	1	1	Mendonça, 2014; Dantas, 2016; Andrade, 2015; Cáceres, 2007; Cáceres et al., 2014; Lima, 2013; Menezes, 2013; Lima, 2017; Cavalcante (não publicado)
<i>Bathelium mastoideum</i> Ach.	1	1	1	0	1	0	0	Cáceres, 2007; Lima, 2013; Menezes, 2013
<i>Bogoriella annonacea</i> (Müll. Arg.) Aptroot & Lücking	1	0	0	0	0	0	0	Cavalcante, 2012
<i>Bogoriella confluens</i> (Müll. Arg.) Aptroot & Lücking comb. nov.	1	0	0	0	0	0	0	Dantas, 2016; Lima, 2017
<i>Bogoriella exigua</i> (Müll. Arg.) Aptroot & Lücking	1	0	0	0	0	0	0	Cáceres et al., 2017
<i>Bogoriella hemisphaerica</i> (Müll. Arg.) Aptroot & Lücking comb. nov.	1	0	0	1	0	1	0	Mendonça, 2014; Cáceres, 2007; Sobreira, 2015; Lima, 2017; Cáceres et al., 2017; Neste trabalho
<i>Bogoriella miculiformis</i> (Nyl. ex Müll. Arg.) Aptroot & Lücking comb. nov.	1	1	1	0	0	1	0	Dantas, 2016; Menezes, 2013; Menezes, 2013; Lima, 2017
<i>Bogoriella modesta</i> (Müll. Arg.) Aptroot & Lücking	1	0	0	0	0	1	0	Cavalcante, 2012; Lima, 2017
<i>Bogoriella subfallens</i> (Müll. Arg.) Aptroot & Lücking comb. nov.	1	0	0	0	1	0	0	Dantas, 2016; Cáceres et al., 2014; Lima, 2017
<i>Bogoriella thelena</i> (Ach.) Aptroot & Lücking comb. nov.	1	0	0	1	0	0	0	Silva, 2015; Lima, 2017
<i>Constrictolumina cinchonae</i> (Ach.) Lücking, Nelsen & Aptroot & Lücking	1	1	1	1	1	1	0	Silva, 2015; Xavier-Leite et al., 2015; Mendonça, 2014; Dantas, 2016; Cáceres, 2007; Menezes, 2013; Lima, 2017; Mendonça, 2014; Neste trabalho
<i>Constrictolumina esenbeckiana</i> (Fée) Lücking, M.P. Nelsen & Aptroot	0	0	0	0	1	0	1	Cavalcante (não publicado); Cáceres et al., 2014

<i>Espécie</i>	CA	CR	CE	BA	FA	RT	MG	Referências
<i>Constrictolumina lyrata</i> (R.C. Harris) Lücking, Nelsen & Aptroot & Lücking comb.	1	0	0	0	0	0	0	Dantas, 2016; Lima, 2017
<i>Constrictolumina majuscula</i> (Nyl.) Lücking, Nelsen & Aptroot & Lücking comb. nov.	1	1	1	0	0	0	0	Dantas, 2016; Menezes, 2013
<i>Constrictolumina malaccitula</i> (Nyl.) Lücking, M.P. Nelsen & Aptroot	0	0	0	0	0	0	1	Cavalcante (não publicado)
<i>Constrictolumina planorbis</i> (Ach.) Lücking, Nelsen & Aptroot & Lücking	1	0	0	0	0	0	0	Dantas, 2016; Lima, 2017
<i>Constrictolumina</i> sp.	1	0	0	0	0	1	0	Lima, 2017; Neste trabalho
<i>Dictyomeridium amylosporium</i> (Vain.) Aptroot, Nelsen & Lücking comb. nov	1	0	0	0	1	1	0	Dantas, 2016; Mendonça, 2014; Andrade, 2015; Cáceres et al., 2014; Lima, 2017; Neste trabalho
<i>Dictyomeridium immersum</i> (Aptroot, A.A. Menezes & M. Cáceres) Aptroot, Nelsen	0	0	1	0	0	0	0	Menezes, 2013; Lima, 2017
<i>Dictyomeridium isohypocrellinum</i> (Xavier-Leite, M. Cáceres & Aptroot) Aptroot,	1	0	0	0	0	0	0	Aptroot et al. 2013b
<i>Dictyomeridium parapronens</i> (Aptroot, M. Cáceres & E.L. Lima) Aptroot, Nelsen	1	0	0	0	0	1	0	Aptroot et al. 2013b; Lima, 2017
<i>Dictyomeridium pronens</i> (Nyl.) Aptroot, Nelsen & Lücking	1	1	1	1	1	1	0	Mendonça, 2014; Xavier-Leite et al., 2015; Dissertação Jaciele; Andrade, 2015; Menezes, 2013; Rodrigues, 2012; Sobreira, 2015; Lima, 2013; Cáceres, 2007; Lima, 2017; Sobreira, 2015
<i>Dictyomeridium</i> sp.	0	0	0	0	0	0	1	Cavalcante (não publicado)
<i>Julella lactea</i> (A. Massal.) M.E. Barr	1	1	0	0	0	0	0	Lima, 2013; Menezes, 2013; Lima, 2017
<i>Julella vitrispora</i> (Cooke & Harkn.) M.E. Barr	0	1	0	0	0	0	0	Menezes, 2013
<i>Marcelaria purpurina</i> (Nyl.) Aptroot, Nelsen & Parmen	0	0	0	0	1	0	0	Aptroot et al. 2013c
<i>Nigrothelium tropicum</i> (Ach.) Lücking, Nelsen & Aptroot	1	1	1	1	1	1	0	Dantas, 2016; Xavier-Leite et al., 2015; Silva, 2015; Mendonça, 2014; Menezes, 2013; Andrade, 2015; Sobreira, 2015; Lima, 2017; Cáceres, 2007; Lima, 2013; Menezes, 2013; Dantas, 2016; Sobreira, 2015
<i>Novomicrothelia oleosa</i> (Aptroot) Aptroot, Nelsen & Lücking	1	1	0	1	0	0	0	Menezes, 2013; Silva, 2015; Xavier-Leite et al., 2015
<i>Polymeridium aff. julelloides</i> E.L. Lima, M. Cáceres & Aptroot	1	0	0	0	0	0	0	Lima, 2017
<i>Polymeridium albidoreagens</i> Aptroot, A.A. Menezes & M. Cáceres	1	1	1	0	0	0	0	Dantas, 2016; Menezes, 2013
<i>Polymeridium albidum</i> (Müll.Arg.) R.C.Harris	1	1	1	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014; Menezes, 2013; Lima, 2017
<i>Polymeridium albocinereum</i> (Krempelh.) R. C. Harris	1	1	0	0	1	1	0	Mendonça, 2014; Silva, 2015; Lima, 2013; Cáceres et al., 2014; Menezes, 2013; Lima, 2017; Neste trabalho
<i>Polymeridium alboflavescens</i> Aptroot	1	1	1	0	0	0	0	Menezes, 2013; Lima, 2017
<i>Polymeridium albopruinosum</i> (Makhija & Patw.) Aptroot	1	1	1	0	0	0	0	Lima, 2013; Menezes, 2013; Lima, 2017
<i>Polymeridium bengoanum</i> (Vain.) Aptroot	1	1	1	0	0	0	0	Lima, 2013; Menezes, 2013

<i>Espécie</i>	CA	CR	CE	BA	FA	RT	MG	Referências
<i>Polymeridium brachysporum</i> (Malme) Aptroot	0	1	1	0	0	0	0	Menezes, 2013
<i>Polymeridium catapastoides</i> Aptroot	0	1	1	0	0	0	0	Menezes, 2013
<i>Polymeridium catapastum</i> (Nyl.) R.C. Harris	1	1	1	0	1	1	0	Mendonça, 2014; Dantas, 2016; Andrade, 2015; Lima, 2013; Sobreira, 2015; Cáceres et al., 2014; Menezes, 2013; Lima, 2017
<i>Polymeridium chioneum</i> (Mont.) R.C. Harris	1	0	1	0	0	0	0	Menezes, 2013; Lima, 2017
<i>Polymeridium cinereonigricans</i> (Vain.) R.C. Harris	1	0	0	0	0	1	0	Dantas, 2016; Lima, 2017; Neste trabalho
<i>Polymeridium contendens</i> (Nyl.) R. C. Harris	0	1	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014; Menezes, 2013
<i>Polymeridium costaricense</i> Aptroot	0	1	1	0	0	0	0	Menezes, 2013
<i>Polymeridium corticatum</i> A. A. Menezes, M. Cáceres & Aptroot sp. nov.	0	0	1	0	0	0	0	Aptroot et al. 2013b
<i>Polymeridium dithecium</i> R.C. Harris	1	1	0	0	0	0	0	Menezes, 2013
<i>Polymeridium endoflavens</i> Aptroot, D. S. Andrade & M. Cáceres sp. nov.	0	0	0	0	1	0	0	Aptroot et al. 2016; Andrade, 2015
<i>Polymeridium immersum</i> Aptroot, A.A. Menezes & M. Cáceres	1	0	0	0	0	0	0	Lima, 2017
<i>Polymeridium inspersum</i> Aptroot	0	1	1	0	1	0	0	Andrade, 2015; Menezes, 2013
<i>Polymeridium isohypocrellinum</i> A. B. Xavier-Leite, M. Cáceres & Aptroot sp. nov.	1	1	0	0	0	0	0	Aptroot et al. 2013b; Xavier-Leite et al., 2015; Cáceres et al., 2017
<i>Polymeridium jordani</i> (C.W. Dodge) Aptroot	1	1	1	0	0	1	1	Mendonça, 2014; Lima, 2013; Menezes, 2013; Lima, 2017; Neste trabalho; Cavalcante (não publicado)
<i>Polymeridium julelloides</i> E. L. Lima, M. Cáceres & Aptroot	1	0	0	0	0	0	1	Aptroot et al. 2013b; Lima, 2013; Lima, 2017; Cavalcante (não publicado)
<i>Polymeridium longiflavens</i> Aptroot, C. Mendonça & M. Cáceres	0	0	0	0	1	0	0	Aptroot et al. 2016
<i>Polymeridium microsporium</i> (Makhija & Patw.) Aptroot	0	1	1	0	0	0	0	Menezes, 2013
<i>Polymeridium multiforme</i> Aptroot	1	1	1	0	0	1	0	Xavier-Leite et al., 2015; Menezes, 2013; Lima, 2017; Neste trabalho
<i>Polymeridium multiseptatum</i> Aptroot, A.A. Menezes & Cáceres	0	1	1	0	0	0	0	Menezes, 2013
<i>Polymeridium neblinae</i> R.C. Harris	0	0	0	0	1	1	0	Cáceres et al., 2014; Lima, 2017
<i>Polymeridium pleiomerellum</i> (Müll. Arg.) R. C. Harris	1	0	1	0	0	1	0	Lima, 2013; Menezes, 2013; Lima, 2017; Neste trabalho
<i>Polymeridium quinqueseptatum</i> (Nyl.) R.C. Harris	1	1	1	0	0	0	0	Cavalcante, 2012; Xavier-Leite et al., 2015; Lima, 2013; Menezes, 2013; Lima, 2017
<i>Polymeridium siamense</i> (Vain.) Aptroot	0	1	1	0	0	1	0	Menezes, 2013; Lima, 2017; Neste trabalho
<i>Polymeridium</i> sp.	1	1	1	0	0	1	0	Menezes, 2013; Lima, 2017; Neste trabalho
<i>Polymeridium stramineoatrum</i> (Vain.) Aptroot	1	0	0	0	0	1	0	Sobreira, 2015; Lima, 2017

<i>Espécie</i>	CA	CR	CE	BA	FA	RT	MG	Referências
<i>Polymeridium subcinereum</i> (Nyl.) R. C. Harris	1	1	0	0	1	1	0	Andrade, 2015; Lima, 2013; Menezes, 2013; Lima, 2017
<i>Polymeridium suffusum</i> (C. Knight) Aptroot	0	1	1	0	1	1	0	Andrade, 2015; Menezes, 2013; Lima, 2017
<i>Polymeridium xanthoreagens</i> Aptroot	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Pseudopyrenula americana</i> Aptroot	1	0	0	0	0	1	0	Lima, 2013; Neste trabalho
<i>Pseudopyrenula cerei</i> Vain.	0	0	0	0	0	1	0	Lima, 2017
<i>Pseudopyrenula diluta</i> (Fée) Müll. Arg.	0	0	0	1	1	0	0	Silva, 2015; Cáceres et al., 2014
<i>Pseudopyrenula</i> sp.	1	0	0	0	1	0	0	Cáceres, 2007
<i>Pseudopyrenula subgregaria</i> Müll. Arg.	0	0	0	1	1	1	1	Andrade, 2015; Cavalcante (não publicado); Cáceres et al., 2014; Lima, 2017; Neste trabalho
<i>Pseudopyrenula subnudata</i> Müll. Arg.	1	0	0	1	1	0	0	Cavalcante, 2012; Dantas, 2016; Silva, 2015; Rodrigues, 2012; Andrade, 2015; Cáceres, 2007; Cáceres, 2007; Sobreira, 2015; Lima, 2017
<i>Trypethelium astroideum</i> Flakus & Aptroot	0	0	0	0	0	1	0	Lima, 2017
<i>Trypethelium eluteriae</i> Spreng.	1	1	1	1	1	1	1	Mendonça, 2014; Dantas, 2016; Silva, 2015; Cavalcante (não publicado); Cáceres, 2007; Xavier-Leite et al., 2015; Menezes, 2013; Lima, 2017; Cáceres et al., 2017; Neste trabalho
<i>Trypethelium foveolatum</i> Müll. Arg.	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Trypethelium krempehuberi</i> Makhija & Patw.	0	0	0	0	0	1	0	Lima, 2017
<i>Trypethelium platystomum</i> Mont.	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Trypethelium subeluteriae</i> (Esch.) Nyl.	1	1	1	1	1	1	0	Mendonça, 2014; Dantas, 2016; Cáceres, 2007; Xavier-Leite et al., 2015; Lima, 2013; Sobreira, 2015; Menezes, 2013; Lima, 2017
<i>Trypethelium</i> sp.	0	0	0	0	0	0	1	Cavalcante (não publicado)
<i>Eurotiomycetes/Chaetothyriales/Lyrommataceae</i>								
<i>Lyromma nectandrae</i> Bat. & H. Maia	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Eurotiomycetes/Phaeomoniellales/Celotheliaceae</i>								
<i>Celothelium aciculiferum</i> (Nyl.) Vain.	0	0	0	1	1	0	0	Cáceres, 2007; Sobreira, 2015
<i>Celothelium cinchonarum</i> (Müll. Arg.) Vain.	0	0	0	0	1	1	0	Cáceres et al., 2014; Lima, 2017; Neste trabalho
<i>Eurotiomycetes/Pyrenulales/Pyrenulaceae</i>								
<i>Anthracothecium australiense</i> (Müll. Arg.) Aptroot	1	0	0	0	0	1	0	Mendonça, 2014; Neste trabalho
<i>Anthracothecium duplicans</i> (Nyl.) Müll. Arg.	1	0	0	0	0	0	0	Silva, 2015; Cáceres, 2007

<i>Espécie</i>	CA	CR	CE	BA	FA	RT	MG	Referências
<i>Anthracothecium macrosporum</i> (Hepp) Müll. Arg.	1	0	0	0	0	0	0	Cavalcante, 2012
<i>Anthracothecium prasinum</i> (Eschw.) R. C.	0	0	0	0	1	1	0	Cáceres et al., 2014; Cáceres, 2007; Neste trabalho
<i>Distopyrenis composita</i> R.C. Harris	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Granulopyrenis portoricensis</i> (Petr.) You Z. Wang, Aptroot & K.D. Hyde	0	0	0	0	0	1	0	Neste trabalho
<i>Lithothelium illotum</i> (Nyl.) Aptroot	1	0	0	1	0	0	0	Dantas, 2016; Sobreira, 2015
<i>Lithothelium obtectum</i> (Müll. Arg.) Aptroot	1	0	0	1	0	1	0	Mendonça, 2014; Sobreira, 2015; Neste trabalho
<i>Lithothelium</i> sp.	1	0	0	0	1	0	0	Cáceres, 2007
<i>Mazaediothecium album</i> Aptroot	0	0	0	0	1	0	0	Lima, 2017
<i>Pyrenula abditicarpa</i> Aptroot & M. Cáceres	0	0	0	0	1	0	0	Aptroot et al. 2015a
<i>Pyrenula acutispora</i> Kalb & Hafellner	1	0	0	0	0	1	0	Dantas, 2016; Lima, 2013; Lima, 2017; Neste trabalho
<i>Pyrenula aff. balia</i> (Kremp.) R.C. Harris	0	0	0	0	1	0	0	Lima, 2017
<i>Pyrenula aff. occidentalis</i> (R.C. Harris) R.C. Harris	0	0	0	0	1	0	0	Lima, 2017
<i>Pyrenula aggregata</i> (Fée) Fée	0	1	0	0	1	0	0	Andrade, 2015; Menezes, 2013; Lima, 2017
<i>Pyrenula aggregataspistea</i> Aptroot & M. Cáceres	0	0	0	0	1	1	0	Cáceres et al., 2014; Neste trabalho
<i>Pyrenula albonigra</i> Aptroot, D.S. Andrade & M. Cáceres, sp. nov.	0	0	0	0	1	0	0	Aptroot et al. 2015a; Andrade, 2015
<i>Pyrenula albohallina</i> Vain.	1	0	0	0	1	0	0	Lima, 2017
<i>Pyrenula anomala</i> (Ach.) Vain.	1	1	1	1	1	0	0	Mendonça, 2014; Dantas, 2016; Silva, 2015; Rodrigues, 2012; Andrade, 2015; Cáceres, 2007; Xavier-Leite et al., 2015; Lima, 2013; Sobreira, 2015; Menezes, 2013; Lima, 2017
<i>Pyrenula arthoniotheca</i> Upreti	1	1	0	0	1	0	0	Mendonça, 2014; Cáceres et al., 2014; Menezes, 2013
<i>Pyrenula aspistea</i> (Afzel. ex Ach.) Ach.	1	1	1	1	1	1	0	Mendonça, 2014; Dantas, 2016; Silva, 2015; Andrade, 2015; Cáceres, 2007; Xavier-Leite et al., 2015; Lima, 2013; Menezes, 2013; Lima, 2017; Neste trabalho
<i>Pyrenula astroidea</i> (Fée) R.C. Harris	1	0	0	0	1	1	0	Cáceres, 2007; Lima, 2017; Neste trabalho
<i>Pyrenula aurantiohallina</i> C.O. Mendonça, Aptroot & M. Cáceres, sp. nov.	0	0	0	1	0	0	0	Mendonça et al. 2016
<i>Pyrenula bahiana</i> Malme	1	0	0	0	0	1	1	Dantas, 2016; Cavalcante (não publicado); Lima, 2017; Neste trabalho
<i>Pyrenula balia</i> (Kremp.) R.C. Harris	0	0	0	1	1	0	0	Andrade, 2015; Cáceres et al., 2014; Sobreira, 2015; Lima, 2017
<i>Pyrenula brunnea</i> Fée	0	0	0	1	0	0	0	Xavier-Leite et al., 2015

<i>Espécie</i>	CA	CR	CE	BA	FA	RT	MG	Referências
<i>Pyrenula celaticarpa</i> Aptroot & M. Cáceres	0	0	0	0	1	0	0	Aptroot et al. 2015a
<i>Pyrenula cf. cubana</i> (Müll. Arg.) R.C. Harris	0	0	0	0	1	0	0	Lima, 2017
<i>Pyrenula cerina</i> Eschw.	0	0	0	0	0	0	1	Cavalcante (não publicado); Cáceres et al., 2014
<i>Pyrenula cinnabarina</i> Aptroot, E.L. Lima & M. Cáceres	1	0	0	0	0	0	0	Aptroot et al. 2015a; Lima, 2013; Lima, 2017
<i>Pyrenula circumfiniens</i> Vain.	0	0	0	1	0	1	1	Sobreira, 2015; Neste trabalho; Cavalcante (não publicado)
<i>Pyrenula coccinea</i> C.O. Mendonça, Aptroot & M. Cáceres, sp. nov.	0	0	0	1	0	0	0	Mendonça et al. 2016
<i>Pyrenula cocoes</i> Müll. Arg.	0	0	0	0	1	1	1	Cavalcante (não publicado); Lima, 2017
<i>Pyrenula complanata</i> (Mont.) Trevis.	0	0	0	0	1	0	0	Lima, 2017
<i>Pyrenula concatervans</i> (Nyl.) R.C. Harris	1	0	0	1	0	0	0	Cáceres, 2007
<i>Pyrenula confinis</i> (Nyl.) R.C. Harris	1	0	1	1	0	0	1	Cavalcante (não publicado); Lima, 2013; Sobreira, 2015; Menezes, 2013; Cáceres et al., 2017
<i>Pyrenula corticata</i> (Müll. Arg.) R.C. Harris	0	0	0	0	0	1	0	Neste trabalho
<i>Pyrenula corticola</i> R.K. Verma & Kamal	0	0	0	0	0	1	0	Neste trabalho
<i>Pyrenula cruenta</i> (Mont.) Vainio.	1	0	0	0	1	1	1	Mendonça, 2014; Dantas, 2016; Cáceres, 2007; Lima, 2017; Neste trabalho; Cavalcante (não publicado)
<i>Pyrenula cuyabensis</i> (Malme) R.C. Harris	1	0	0	0	0	0	1	Mendonça, 2014; Cavalcante (não publicado)
<i>Pyrenula dermatodes</i> (Borrer) Schaer.	0	0	0	0	1	1	0	Lima, 2017; Neste trabalho
<i>Pyrenula diamantinensis</i> C.O. Mendonça, Aptroot & M. Cáceres, sp. nov.	0	0	0	1	0	0	0	Mendonça et al. 2016
<i>Pyrenula diluta</i> (Fée) Tuck.	0	0	0	0	0	0	1	Cavalcante (não publicado)
<i>Pyrenula dissimulans</i> (Müll. Arg.) R.C. Harris	1	0	0	1	0	0	0	Sobreira, 2015; Cáceres et al., 2017
<i>Pyrenula duplicans</i> (Nyl.) Aptroot	1	0	0	0	0	0	0	Mendonça, 2014
<i>Pyrenula elliptica</i> Müll. Arg.	0	0	0	0	1	1	0	Lima, 2017; Neste trabalho
<i>Pyrenula fetivica</i> (Kremp.) Müll. Arg.	0	0	0	1	0	1	0	Sobreira, 2015; Neste trabalho
<i>Pyrenula gahavisukana</i> Aptroot	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Pyrenula infraleucotrypa</i> Aptroot & M. Cáceres	1	1	0	1	1	0	0	Mendonça, 2014; Xavier-Leite et al., 2015; Cáceres et al., 2014; Sobreira, 2015; Menezes, 2013
<i>Pyrenula inframamillana</i> Aptroot & M. Cáceres	0	0	0	1	1	0	0	Xavier-Leite et al., 2015; Lima, 2017
<i>Pyrenula inspersoanomala</i> Aptroot & M. Cáceres	0	1	0	0	0	0	0	Menezes, 2013

<i>Espécie</i>	CA	CR	CE	BA	FA	RT	MG	Referências
<i>Pyrenula pyrenuloides</i> (Mont.) R.C. Harris	1	0	0	1	1	1	1	Cáceres, 2007; Sobreira, 2015; Lima, 2017; Neste trabalho; Cavalcante (não publicado)
<i>Pyrenula quassiaecola</i> Feé	1	0	0	1	1	1	1	Mendonça, 2014; Cavalcante, 2012; Dantas, 2016; Cavalcante (não publicado); Cáceres, 2007; Xavier-Leite et al., 2015; Cáceres et al., 2014; Sobreira, 2015; Lima, 2017; Neste trabalho
<i>Pyrenula ravenelii</i> (Tuck.) R.C. Harris	0	0	0	0	1	0	0	Lima, 2017
<i>Pyrenula reginae</i> E.L. Lima, Aptroot & M. Cáceres	1	0	0	0	0	0	0	Lima, 2013; Lima et al. 2013b
<i>Pyrenula rubrolateralis</i> Aptroot & M. Cáceres	0	0	0	0	1	0	0	Aptroot et al. 2015a
<i>Pyrenula rubromamillana</i> E.L. Lima, Aptroot & M. Cáceres	1	0	0	0	0	0	0	Lima, 2013; Lima et al. 2013b
<i>Pyrenula rubrostigma</i> Aptroot & M. Cáceres	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014; Lima, 2017
<i>Pyrenula santensis</i> (Nyl.) Müll. Arg.	1	0	0	1	0	0	0	Cáceres, 2007; Sobreira, 2015
<i>Pyrenula septicollaris</i> (Eschw.) R.C. Harris	1	0	0	1	1	1	0	Andrade, 2015; Cáceres, 2007; Xavier-Leite et al., 2015; Cáceres et al., 2014; Sobreira, 2015; Lima, 2017; Neste trabalho
<i>Pyrenula</i> sp.	0	0	0	1	1	0	1	Cavalcante (não publicado); Lima, 2017
<i>Pyrenula spissitunicata</i> Aptroot new to neotropics	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Pyrenula subcinerea</i> (Nyl.) Tuck.	0	0	0	0	0	0	1	Cavalcante (não publicado)
<i>Pyrenula subducta</i> (Nyl.) Müll. Arg.	1	0	0	1	0	0	0	Lima, 2013; Sobreira, 2015
<i>Pyrenula subelliptica</i> (Tuck.) R.C. Harris	0	0	0	0	1	0	0	Lima, 2017
<i>Pyrenula subglabrata</i> (Nyl.) Müll. Arg.	1	0	0	0	1	0	0	Xavier-Leite et al., 2015; Lima, 2017
<i>Pyrenula subgregantula</i> Müll. Arg.	1	0	0	0	0	0	0	Dantas, 2016; Lima, 2017
<i>Pyrenula sublaevigata</i> (Patw. & Makhija) Upreti	1	0	0	0	0	0	0	Lima, 2013; Lima, 2017
<i>Pyrenula subpraelucida</i> Müll. Arg.	0	0	0	0	1	0	0	Lima, 2017
<i>Pyrenula supralaetior</i> C.O. Mendonça, Aptroot & M. Cáceres	0	0	0	1	0	0	0	Mendonça et al. 2016
<i>Pyrenula tenuisepta</i> R.C. Harris	1	0	0	0	1	0	0	Cavalcante, 2012; Lima, 2017
<i>Pyrenula thelomorpha</i> Tuck.	1	0	0	0	0	1	1	Cáceres et al., 2017; Neste trabalho; Cavalcante (não publicado)
<i>Pyrenula tristissima</i> Vain.	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Pyrenula vermicosa</i> (Kremp.) Müll. Arg.	0	0	0	0	0	1	0	Lima, 2017
<i>Pyrenula violaceastroidea</i> C.O. Mendonça, Aptroot & M. Cáceres, sp. nov	0	0	0	0	0	1	0	Mendonça et al. 2016

<i>Espécie</i>	CA	CR	CE	BA	FA	RT	MG	Referências
<i>Pyrenula wheeleri</i> R.C. Harris	0	0	0	0	1	0	0	Lima, 2013; Lima, 2017
<i>Pyrenula xanthoglobulifera</i> Aptroot, Lücking & M. Cáceres	1	0	1	0	1	0	0	Menezes, 2013; Lima, 2017; Menezes et al. 2013b
<i>Pyrgillus aurantiacus</i> Aptroot & M. Cáceres sp. nov.	0	0	1	0	0	0	0	Aptroot et al., 2018
<i>Pyrgillus javanicus</i> Nyl.	1	0	0	0	1	0	0	Mendonça, 2014; Dantas, 2016; Cáceres, 2007
<i>Eurotiomycetes/Verrucariales/Verrucariaceae</i>								
<i>Agonimia opuntiella</i> (Buschardt & Poelt) Vězda	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Agonimia pacifica</i> (H. Harada) Diederich	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Agonimia tenuiloba</i> Aptroot & M. Cáceres	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Endocarpon pallidulum</i> (Nyl.) Nyl.	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Flakea papillata</i> O. E. Erikss.	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres, 2007; Sobreira, 2015
<i>Normandina pulchella</i> (Borrer) Nyl.	0	0	0	1	1	0	0	Silva, 2015; Cáceres et al., 2014
<i>Verrucaria albocinerea</i> Kremp.	0	0	0	0	0	1	0	Neste trabalho
<i>Verrucaria murina</i> Leight.	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Lecanoromycetes/Candelariales/Candelariaceae</i>								
<i>Candelaria concolor</i> (Dicks.) Stein	0	0	0	1	0	0	0	Cáceres, 2007
<i>Lecanoromycetes/Caliciales/Caliciaceae</i>								
<i>Amandinea brugierae</i> (Vain.) Marbach	0	0	0	0	0	1	0	Neste trabalho
<i>Amandinea diorista</i> (Nyl.) Marbach	1	1	0	0	0	1	1	Mendonça, 2014; Menezes, 2013; Neste trabalho; Cavalcante (não publicado)
<i>Amandinea diorista</i> var. <i>hypopelidna</i> (Stirt.) Marbach	1	0	0	0	0	0	0	Mendonça, 2014
<i>Amandinea efflorescens</i> (Müll. Arg.) Marbach	1	0	0	0	0	1	1	Cavalcante (não publicado); Lima, 2013; Cáceres et al., 2017; Neste trabalho
<i>Amandinea endachroa</i> (Malme) Marbach	1	0	0	0	0	0	0	Lima, 2013
<i>Amandinea errata</i> Marbach	1	1	0	0	0	0	0	Menezes, 2013; Lima, 2017
<i>Amandinea extenuata</i> (Müll. Arg.) Marbach	1	0	0	0	1	1	1	Mendonça, 2014; Xavier-Leite et al., 2015; Cáceres et al., 2014; Lima, 2013; Lima, 2017; Neste trabalho; Cavalcante (não publicado)
<i>Amandinea melaxanthella</i> (Nyl.) Marbach	1	0	0	0	0	1	1	Lima, 2017; Neste trabalho; Cavalcante (não publicado)
<i>Amandinea subduplicata</i> (Vain.) Marbach	1	1	0	0	0	0	0	Lima, 2013; Menezes, 2013; Lima, 2017

<i>Espécie</i>	CA	CR	CE	BA	FA	RT	MG	Referências
<i>Amandinea submontana</i> Marbach	1	0	0	1	0	1	0	Neste trabalho
<i>Amandinea turgescens</i> (Tuck.) Marbach	1	0	0	0	0	1	0	Lima, 2017; Neste trabalho
<i>Amandinea xylographella</i> (Nyl.) Marbach	1	0	0	0	0	0	0	Lima, 2013; Lima, 2017
<i>Baculifera entochlora</i> (J. Steiner) Marbach	1	0	1	0	0	0	0	Cáceres, 2007; Lima, 2013; Menezes, 2013
<i>Baculifera epiviolasces</i> Marbach	0	0	0	0	0	1	1	Lima, 2017; Cavalcante (não publicado)
<i>Baculifera imshaugiana</i> (R.C. Harris) Marbach	1	0	0	0	0	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Baculifera intermedioides</i> Marbach	0	0	0	0	0	1	1	Neste trabalho; Cavalcante (não publicado)
<i>Baculifera longispora</i> Marbach	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Baculifera micromera</i> (Vain.) Marbach	1	0	1	0	0	0	0	Lima, 2013; Menezes, 2013; Lima, 2017
<i>Baculifera orosa</i> Marbach	1	0	0	1	0	0	0	Lima, 2017
<i>Baculifera pseudomicromera</i> Marbach	1	0	0	1	0	0	1	Mendonça, 2014; Menezes et al. 2011; Cáceres, 2007; Cavalcante (não publicado); Lima, 2013; Sobreira, 2015; Lima, 2017
<i>Baculifera remensa</i> (Stirt.) Marbach	1	0	0	0	0	0	0	Cáceres et al., 2014; Lima, 2013; Lima, 2017
<i>Baculifera</i> sp.	0	0	1	0	0	0	1	Menezes, 2013; Cavalcante (não publicado)
<i>Baculifera xylophila</i> (Malme) Marbach	1	0	0	0	0	0	0	Lima, 2017
<i>Buellia</i> aff. <i>rechingeri</i> (Zahlbr.) Marbach	1	0	0	0	0	0	0	Lima, 2017
<i>Buellia bahiana</i> (Malme) Sheard	1	0	0	0	0	1	1	Menezes et al. 2011; Rodrigues, 2012; Cavalcante (não publicado); Cáceres, 2007; Xavier-Leite et al., 2015; Xavier-Leite et al., 2015; Lima, 2013; Silva, 2015; Neste trabalho
<i>Buellia curatellae</i> (Malme) Marbach	1	0	0	1	1	1	0	Menezes et al. 2011; Rodrigues, 2012; Cáceres, 2007; Lima, 2013; Sobreira, 2015; Lima, 2017; Neste trabalho
<i>Buellia demutans</i> (Zahlbr.) Pusswald	1	0	0	1	0	0	0	Menezes et al. 2011; Rodrigues, 2012; Cáceres, 2007; Lima, 2013; Silva, 2015
<i>Buellia desertica</i> Marbach	1	1	1	0	0	0	0	Menezes et al. 2011; Xavier-Leite et al., 2015; Menezes, 2013; Lima, 2017
<i>Buellia dissa</i> (Stirt.) H. Mayrhofer & Sheard	1	0	0	0	0	0	0	Xavier-Leite et al., 2015
<i>Buellia fraudans</i> (Starbäck) Pusswald	0	0	0	0	0	1	0	Neste trabalho
<i>Buellia griseovirens</i> (Turner & Borrer ex Sm.) Almb.	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Buellia halonia</i> (Ach.) Tuck.	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Buellia lichexanthonica</i> Aptroot & M.Cáceres	0	0	1	0	0	0	0	Aptroot et al., 2017

<i>Espécie</i>	CA	CR	CE	BA	FA	RT	MG	Referências
<i>Buellia mamillana</i> (Tuck.) W.A. Weber	0	0	0	0	1	0	1	Cáceres et al., 2014; Cavalcante (não publicado)
<i>Buellia ocellata</i> (Flörke ex Flot.) Körb.	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Buellia parastata</i> (Nyl.) Kalb	1	0	1	0	1	0	0	Cáceres, 2007; Menezes, 2013; Cáceres et al., 2014
<i>Buellia pruinosa</i> Marbach & Kalb	0	0	0	0	1	0	1	Cáceres et al., 2014; Cavalcante (não publicado)
<i>Buellia rechingeri</i> (Zahlbr.) Marbach	1	0	0	0	0	0	0	Lima, 2017
<i>Buellia</i> sp.	0	0	0	0	0	0	1	Cavalcante (não publicado)
<i>Buellia subdisciformis</i> (Leight.) Jatta	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Buellia subnexa</i> Marbach	1	0	0	0	0	0	0	Lima, 2017; Mendonça, 2014
<i>Buellia trachyspora</i> Vain.	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Buellia yaucoensis</i> Vain.	1	0	0	0	0	0	0	Cavalcante, 2012; Xavier-Leite et al., 2015
<i>Cratiria amphorea</i> (Eckfeldt) Marbach	1	0	0	0	0	0	0	Cavalcante, 2012; Lima, 2013
<i>Cratiria lauri-cassiae</i> (Fée) Marbach	1	0	0	1	1	0	0	Dantas, 2016; Cáceres, 2007; Lima, 2013; Sobreira, 2015; Cáceres et al., 2014
<i>Cratiria megaobscurior</i> Marbach	1	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014; Lima, 2017
<i>Cratiria obscurior</i> (Stirt.) Marbach & Kalb	1	1	0	1	1	0	1	Mendonça, 2014; Dantas, 2016; Menezes et al. 2011; Rodrigues, 2012; Cáceres, 2007; Xavier-Leite et al., 2015; Cavalcante (não publicado); Lima, 2013; Menezes, 2013; Cáceres et al., 2017
<i>Cratiria saltensis</i> (H. Magn.) Marbach	1	0	0	0	0	0	0	Lima, 2017
<i>Cratiria</i> sp.	1	0	0	1	1	0	1	Cavalcante (não publicado)
<i>Cratiria vioxanthina</i> (Elix) Kalb & Elix	0	0	0	0	1	0	0	Kalb, 2012
<i>Dimelaena oreina</i> (Ach.) Norman	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Dimelaena tenuis</i> (Müll. Arg.) H. Mayrhofer & Wippel	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Dirinaria applanata</i> (Fée) D.D. Awasthi	0	0	0	0	0	0	1	Cavalcante (não publicado)
<i>Dirinaria confluens</i> (Fr.) D.D. Awasthi	1	1	1	1	0	0	0	Mendonça, 2014; Menezes et al. 2011; Cáceres, 2007; Xavier-Leite et al., 2015; Menezes, 2013; Lima, 2017; Cáceres et al., 2017
<i>Dirinaria confusa</i> D. D. Awasthi	1	0	0	0	0	0	0	Cáceres, 2007
<i>Dirinaria leopoldii</i> (Stein) D.D. Awasthi	1	1	1	1	0	0	0	Mendonça, 2014; Dantas, 2016; Silva, 2015; Rodrigues, 2012; Cáceres, 2007; Xavier-Leite et al., 2015; Lima, 2013; Sobreira, 2015; Menezes, 2013; Cáceres et al., 2014; Lima, 2017

<i>Espécie</i>	CA	CR	CE	BA	FA	RT	MG	Referências
<i>Dirinaria picta</i> (Sw.) Schaer. ex Clem.	1	0	0	1	1	1	1	Cavalcante (não publicado); Cáceres, 2007; Sobreira, 2015; Cáceres et al., 2014; Neste trabalho
<i>Dirinaria purpurascens</i> (Vain.) B. J. Moore	1	0	1	0	0	0	0	Mendonça, 2014; Cáceres, 2007; Menezes, 2013
<i>Dirinaria</i> sp.	0	0	0	0	0	1	0	Neste trabalho
<i>Endohyalina circumpallida</i> (H. Magn.) Marbach	1	0	0	0	0	0	0	Cavalcante, 2012
<i>Gassicurtia caririensis</i> M.M.E. Alves, Aptroot & M. Cáceres	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Gassicurtia catasema</i> (Tuck.) Marbach	0	0	0	0	0	1	0	Lima, 2017; Neste trabalho
<i>Gassicurtia coccinea</i> Fée	0	1	1	0	1	1	1	Cavalcante (não publicado); Menezes, 2013; Cáceres et al., 2014; Neste trabalho
<i>Gassicurtia elizae</i> (Tuck.) Marbach	1	0	0	0	0	0	0	Dantas, 2016
<i>Gassicurtia subpulchella</i> (Vain.) Marbach	0	0	0	0	0	1	0	Neste trabalho
<i>Gassicurtia</i> sp. Nova	0	0	0	0	0	1	0	Neste trabalho
<i>Hypoflavia velloziae</i> (Kalb) Marbach	1	0	0	0	0	0	0	Lima, 2013
<i>Pyxine albovirens</i> (G. Mey.) Aptroot	0	0	0	0	1	0	1	Cavalcante (não publicado); Cáceres et al., 2014
<i>Pyxine berteriana</i> (Fée) Imsh.	1	0	0	0	0	0	1	Mendonça, 2014; Menezes et al. 2011; Cáceres, 2007; Xavier-Leite et al., 2015; Cavalcante (não publicado)
<i>Pyxine caesiopruinosa</i> (Tuck.) Imshaug	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Pyxine cocoes</i> (Sw.) Nyl.	1	0	0	0	1	0	1	Mendonça, 2014; Cáceres et al., 2014; Cáceres et al., 2017; Cavalcante (não publicado)
<i>Pyxine cognata</i> Stirt.	1	0	0	0	0	0	0	Mendonça, 2014
<i>Pyxine endoluteda</i> Kalb	0	0	1	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014; Menezes, 2013
<i>Pyxine eschweileri</i> (Tuck.) Vain.	1	0	0	0	1	0	1	Mendonça, 2014; Cavalcante (não publicado); Cáceres et al., 2014
<i>Pyxine obscurascens</i> Malme	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Pyxine petricola</i> Nyl.	1	0	0	0	0	0	1	Cáceres et al., 2017; Cavalcante (não publicado)
<i>Pyxine subcinerea</i> Stirt.	1	0	0	0	0	0	0	Dantas, 2016
<i>Pyxine</i> sp.	0	0	0	0	0	0	1	Cavalcante (não publicado)
<i>Stigmatochroma epimartum</i> (Nyl.) Marbach	1	0	1	0	0	1	0	Silva, 2015; Menezes, 2013; Neste trabalho
<i>Stigmatochroma gerontoides</i> (Stirt.) Marbach	1	1	0	0	1	1	1	Mendonça, 2014; Dissertação Janice; Menezes et al. 2011; Rodrigues, 2012; Cavalcante (não publicado); Cáceres, 2007; Lima, 2013; Menezes, 2013; Lima, 2017; Cáceres et al., 2017; Neste trabalho

<i>Espécie</i>	CA	CR	CE	BA	FA	RT	MG	Referências
<i>Stigmatochroma metaleptoides</i> (Nyl.) Marbach	1	0	0	1	0	0	0	Lima, 2013; Lima, 2017
<i>Stigmatochroma</i> sp.	1	1	0	0	1	0	0	Menezes, 2013; Lima, 2017
<i>Lecanoromycetes/Caliciales/Physciaceae</i>								
<i>Heterodermia albicans</i> (Pers.) Swinscow & Krog	1	0	0	0	0	0	0	Dantas, 2016; Menezes et al. 2011
<i>Heterodermia crocea</i> R.C. Harris	0	0	0	1	0	0	0	Sobreira, 2015
<i>Heterodermia dissecta</i> (Kurok.) D.D. Awasthi	1	0	0	1	0	0	0	Menezes et al. 2011; Cáceres, 2007
<i>Heterodermia galactophylla</i> (Tuck.) W.L. Culb.	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Heterodermia obscurata</i> (Nyl.) Trevis.	0	0	0	1	1	0	0	Silva, 2015; Cáceres et al., 2014
<i>Hyperphyscia adglutinata</i> (Flörke) H. Mayrhofer & Poelt	1	0	0	0	0	0	0	Mendonça, 2014; Cáceres et al., 2017
<i>Hyperphyscia cochlearis</i> Scutari	1	0	0	0	0	0	0	Cáceres et al., 2017
<i>Physcia alba</i> (Fée) Müll. Arg.	1	0	0	0	0	0	0	Cáceres et al., 2017
<i>Physcia atrostriata</i> Moberg	0	0	0	0	1	0	1	Cavalcante (não publicado); Cáceres et al., 2014
<i>Physcia crispa</i> Nyl.	1	0	0	0	0	0	0	Cáceres et al., 2017
<i>Physcia krogiae</i> Moberg	1	0	0	0	1	0	0	Mendonça, 2014; Cáceres et al., 2014
<i>Physcia poncinsii</i> Hue	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Physcia rolfii</i> Moberg	1	0	0	0	0	0	0	Cáceres et al., 2017; Mendonça, 2014
<i>Physcia sinuosa</i> Moberg	1	0	0	0	0	0	0	Cáceres et al., 2017
<i>Physcia solediosa</i> (Vain.) Lynge	1	0	0	0	0	0	1	Mendonça, 2014; Menezes et al. 2011; Cáceres, 2007; Sobreira, 2015; Lima, 2017; Cavalcante (não publicado)
<i>Physcia undulata</i> Moberg	1	0	0	0	0	0	0	Cáceres et al., 2017
<i>Polyblastidium japonicum</i> (M. Satô) Kalb	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014; Sobreira, 2015
<i>Rinodina maculans</i> (Kremp.) Müll. Arg.	1	0	0	0	0	0	0	Cáceres et al., 2017
<i>Rinodina sipmanii</i> Aptroot	1	0	0	0	0	0	0	Cáceres et al., 2017
<i>Rinodina</i> sp.	1	0	0	0	0	0	0	Menezes et al. 2011; Cáceres, 2007
<i>Rinodina maculans</i> (Kremp.) Müll.	1	0	0	0	0	0	0	Mendonça, 2014
<i>Rinodina neglecta</i> Aptroot	1	0	1	0	0	0	0	Lima, 2013; Menezes, 2013; Lima, 2017

<i>Espécie</i>	CA	CR	CE	BA	FA	RT	MG	Referências
<i>Rinodina sipmanii</i> Aptroot	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Lecanoromycetes/Lecanorales/Cladoniaceae</i>								
<i>Cladia aggregata</i> (Sw.) Nyl.	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Cladonia clathrata</i> Ahti & L. Xavier	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Cladonia confusa</i> R. Sant.	0	0	0	0	1	0	0	Ahti, 2000
<i>Cladonia corniculata</i> Ahti & Kashiv.	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Cladonia crispatula</i> (Nyl.) Ahti	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Cladonia furfuracea</i> Vain.	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Cladonia kalbii</i> (Ahti) Ahti & DePriest	0	0	0	0	1	0	0	Ahti, 2000
<i>Cladonia parvipes</i> (Vain.) S. Stenroos	0	0	0	0	1	0	0	Ahti, 2000
<i>Cladonia pityrophylla</i> Nyl	0	0	0	0	1	0	0	Ahti, 2000
<i>Cladonia sp.</i>	0	0	0	0	0	0	1	Cavalcante (não publicado)
<i>Cladonia sphacelata</i> Vain.	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Cladonia subdelicatula</i> Vain. ex Asahina	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Cladonia subradiata</i> (Vain.) Sandst.	0	0	0	0	1	0	1	Ahti, 2000; Cavalcante (não publicado)
<i>Cladonia subsquamosa</i> Kremp.	1	0	0	0	1	0	0	Ahti, 2000
<i>Cladonia substellata</i> Vain.	0	0	0	0	1	0	0	Barbosa, 2009
<i>Lecanoromycetes/Lecanorales/Haematommataceae</i>								
<i>Haematomma africanum</i> (J. Steiner) C.W. Dodge	0	0	0	0	0	1	0	Neste trabalho
<i>Haematomma flexuosum</i> Hillm.	0	0	1	0	0	0	0	Menezes, 2013
<i>Haematomma leprarioides</i> (Vain.) Vain.	1	0	0	0	1	0	0	Mendonça, 2014; Cáceres, 2007
<i>Haematomma persoonii</i> (Fée) A. Massal.	1	1	1	1	0	0	0	Mendonça, 2014; Cavalcante, 2012; Dantas, 2016; Silva, 2015; Rodrigues, 2012; Cáceres, 2007; Xavier-Leite et al., 2015; Lima, 2013; Sobreira, 2015; Menezes, 2013; Lima, 2017
<i>Haematomma sp.</i>	1	0	0	0	0	0	0	Lima, 2017
<i>Lecanoromycetes/Lecanorales/Lecanoraceae</i>								
<i>Lecanora achroa</i> Nyl.	1	1	0	1	1	1	0	Mendonça, 2014; Dantas, 2016; Silva, 2015; Cáceres, 2007; Xavier-Leite et al., 2015; Lima, 2013; Menezes, 2013; Lima, 2017; Neste trabalho

<i>Espécie</i>	CA	CR	CE	BA	FA	RT	MG	Referências
<i>Lecanora alba</i> Lumbsch	1	0	0	0	0	0	0	Cavalcante, 2012
<i>Lecanora caesiorubella</i> Ach.	1	0	1	1	0	0	0	Mendonça, 2014; Rodrigues, 2012; Cáceres, 2007; Lima, 2013; Menezes, 2013; Lima, 2017
<i>Lecanora subimmersa</i> Müll. Arg.	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Lecanora cf. symmicta</i> (Ach.) Ach.	1	0	0	0	0	0	0	Lima, 2013
<i>Lecanora concilianda</i> Vain.	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres, 2007
<i>Lecanora coronulans</i> Nyl.	1	1	0	1	1	0	0	Mendonça, 2014; Dantas, 2016; Silva, 2015; Rodrigues, 2012; Cáceres, 2007; Sobreira, 2015; Menezes, 2013; Lima, 2017
<i>Lecanora expallens</i> Ach.	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Lecanora helva</i> Stizenb.	1	1	0	1	1	0	1	Mendonça, 2014; Cavalcante, 2012; Dantas, 2016; Silva, 2015; Rodrigues, 2012; Cavalcante (não publicado); Cáceres, 2007; Xavier- Leite et al., 2015; Lima, 2013; Sobreira, 2015; Menezes, 2013; Lima, 2017; Cáceres et al., 2017
<i>Lecanora hypocrocina</i> Nyl.	1	0	0	0	1	0	1	Mendonça, 2014; Dantas, 2016; Silva, 2015; Rodrigues, 2012; Cáceres, 2007; Lima, 2017; Cavalcante (não publicado)
<i>Lecanora leproplaca</i> Zahlbr.	1	0	0	0	1	0	1	Silva, 2015; Cavalcante (não publicado); Cáceres et al., 2014; Lima, 2013; Lima, 2017
<i>Lecanora leprosa</i> Fée	1	1	0	1	0	1	1	Mendonça, 2014; Dantas, 2016; Silva, 2015; Cavalcante (não publicado); Lima, 2013; Sobreira, 2015; Menezes, 2013; Lima, 2017; Cáceres et al., 2017; Neste trabalho
<i>Lecanora parachroa</i>	0	0	0	0	0	0	1	Cavalcante (não publicado)
<i>Lecanora pseudistera</i> Nyl.	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Lecanora sp.</i>	1	0	0	1	1	0	1	Cáceres, 2007; Cavalcante (não publicado); Lima, 2017
<i>Lecanora subcrenulata</i> Müll. Arg.	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Lecanora subimmergens</i> Vain.	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Lecanora sulfurescens</i> Fée	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Lecanora tropica</i> Zahlbr.	1	1	0	1	1	0	1	Mendonça, 2014; Cavalcante, 2012; Dantas, 2016; Silva, 2015; Rodrigues, 2012; Cavalcante (não publicado); Cáceres, 2007; Xavier- Leite et al., 2015; Lima, 2013; Sobreira, 2015; Menezes, 2013; Lima, 2017; Cáceres et al., 2017
<i>Lecidella meiococca</i> (Nyl.) Leuckert & Hertel	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Lecidella punctuliformis</i> (Nyl.) Kalb	1	0	0	0	0	0	0	Lima, 2013
<i>Pyrrhospora palmicola</i> Aptroot & Seaward	1	0	0	1	0	0	0	Mendonça, 2014; Silva, 2015; Lima, 2017

<i>Espécie</i>	CA	CR	CE	BA	FA	RT	MG	Referências
<i>Traponora asterella</i> Aptroot	0	0	0	0	0	0	1	Cavalcante (não publicado)
<i>Traponora</i> sp.	0	0	0	1	0	0	0	Cáceres, 2007
<i>Vainionora flavovirens</i> (Fée) Kalb	1	0	0	1	1	0	0	Cáceres, 2007; Sobreira, 2015
<i>Lecanoromycetes/Lecanorales/Malmideaceae</i>								
<i>Malmidea</i> aff. <i>granifera</i> (Ach.) Kalb, Rivas Plata & Lumbsch	0	0	0	1	1	0	0	Cáceres, 2007; Xavier-Leite et al., 2015
<i>Malmidea</i> aff. <i>piperis</i> (Spreng.) Kalb, Rivas Plata & Lumbsch	0	0	0	1	1	0	0	Cáceres, 2007; Xavier-Leite et al., 2015
<i>Malmidea</i> aff. <i>psychotrioides</i> (Kalb & Lücking) Kalb, Rivas Plata & Lumbsch	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres, 2007
<i>Malmidea atlantica</i> (M. Cáceres & Lücking) M. Cáceres & Kalb	0	0	0	1	1	1	0	Andrade, 2015; Cáceres, 2007; Xavier-Leite et al., 2015; Sobreira, 2015; Lima, 2017; Neste trabalho
<i>Malmidea aurigera</i> (Fée) Kalb, Rivas Plata & Lumbsch	0	0	0	0	0	1	0	Neste trabalho
<i>Malmidea bacidinooides</i> (Lücking) Kalb & Lücking	0	0	0	0	1	0	0	Lima, 2017
<i>Malmidea badimioides</i> Cáceres & Lücking	1	0	0	0	1	1	0	Andrade, 2015; Cáceres, 2007; Lima, 2017; Neste trabalho
<i>Malmidea ceylanica</i> (Zahlbr.) Kalb, Rivas Plata & Lumbsch	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Malmidea flavopustulosa</i> Cáceres & Lücking	0	0	0	1	1	0	0	Andrade, 2015; Cáceres, 2007; Sobreira, 2015
<i>Malmidea furfurosa</i> (Tuck. ex Nyl.) Kalb & Lücking	0	0	0	1	1	1	0	Xavier-Leite et al., 2015; Andrade, 2015; Cáceres, 2007; Xavier-Leite et al., 2015; Lima, 2017; Neste trabalho
<i>Malmidea fuscella</i> (Müll. Arg.) Kalb & Lücking	1	0	0	1	1	1	1	Cáceres, 2007; Sobreira, 2015; Cáceres et al., 2014; Lima, 2017; Neste trabalho; Cavalcante (não publicado)
<i>Malmidea granifera</i> (Ach.) Kalb, Rivas Plata & Lumbsch	1	0	0	1	1	1	0	Xavier-Leite et al., 2015; Andrade, 2015; Cáceres, 2007; Xavier-Leite et al., 2015; Sobreira, 2015; Lima, 2017; Neste trabalho
<i>Malmidea gyalectoides</i> (Vain.) Kalb & Lücking	1	0	0	1	1	0	0	Xavier-Leite et al., 2015; Dantas, 2016; Cáceres, 2007; Xavier-Leite et al., 2015; Sobreira, 2015; Lima, 2017
<i>Malmidea hypomela</i> (Nyl.) Kalb & Lücking	1	0	0	1	1	0	0	Cáceres, 2007; Sobreira, 2015; Lima, 2017
<i>Malmidea leptoloma</i> (Müll. Arg.) Kalb & Lücking	1	0	0	1	1	1	0	Xavier-Leite et al., 2015; Cáceres, 2007; Xavier-Leite et al., 2015; Lima, 2013; Sobreira, 2015; Lima, 2017; Neste trabalho
<i>Malmidea leucopiperis</i>	1	0	0	1	1	0	0	Lima, 2017
<i>Malmidea nigromarginata</i> (Malme) Lücking & Breuss	0	0	0	0	1	0	0	Lima, 2017
<i>Malmidea piperina</i> (Zahlbr.) Aptroot & Breuss	0	0	0	0	1	1	0	Lima, 2017
<i>Malmidea piperis</i> (Spreng.) Kalb, Rivas Plata & Lumbsch	1	0	0	1	1	1	0	Xavier-Leite et al., 2015; Andrade, 2015; Cáceres, 2007; Xavier-Leite et al., 2015; Sobreira, 2015; Lima, 2017; Neste trabalho
<i>Malmidea pallidoatlantica</i> M. Cáceres & Aptroot	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al. 2013d

<i>Espécie</i>	CA	CR	CE	BA	FA	RT	MG	Referências
<i>Malmidea psychotrioides</i> (Kalb & Lücking) Kalb, Rivas Plata & Lumbsch	1	0	0	0	1	1	0	Andrade, 2015; Cáceres, 2007; Lima, 2017; Neste trabalho
<i>Malmidea</i> sp.	1	0	0	0	1	0	0	Lima, 2017
<i>Malmidea sulphureosorediata</i> M. Cáceres, D.A. Mota & Aptroot	0	0	0	1	1	0	0	Andrade, 2015; Sobreira, 2015; Lima, 2017; Cáceres et al. 2013d
<i>Malmidea vinosa</i> (Eschw.) Kalb, Rivas Plata & Lumbsch	1	0	0	1	1	1	0	Mendonça, 2014; Silva, 2015; Andrade, 2015; Cáceres, 2007; Xavier- Leite et al., 2015; Sobreira, 2015; Lima, 2017; Neste trabalho
<i>Malmidea rhodopsis</i> (Tuck.) Kalb, Rivas Plata & Lumbsch	0	0	0	0	1	0	0	Lima, 2017
<i>Lecanoromycetes/Lecanorales/Parmeliaceae</i>								
<i>Bulbothrix leprieurii</i> Aubel	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Bulbothrix</i> sp.	0	0	0	0	0	1	1	Neste trabalho; Cavalcante (não publicado)
<i>Bulbothrix subdissecta</i> (Nyl.) Hale	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Bulbothrix tabacina</i> (Mont. & Bosch) Hale	0	0	0	1	1	0	0	Cáceres et al., 2014; Silva, 2015
<i>Bulbothrix ventricosa</i> (Hale & Kurok.) Hale	0	0	0	0	1	0	1	Cáceres et al., 2014; Cavalcante (não publicado)
<i>Canoparmelia amazonica</i> (Nyl.) Elix	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Canoparmelia cinerascens</i> (Lynge) Elix & Hale	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Canoparmelia texana</i> (Tuck.) Elix & Hale	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Crespoa carneopruinata</i> (Zahlbr.) Lendemer & B.P. Hodk.	0	1	1	0	0	0	0	Menezes, 2013
<i>Crespoa crozalsiana</i> (B. de Lesd. ex Harm.) Lendemer & B.P. Hodk.	0	0	0	0	1	0	1	Cáceres et al., 2014; Cavalcante (não publicado)
<i>Hypotrachyna protochlorina</i> Sipman, Elix & T.H. Nash	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Hypotrachyna rhabdiformis</i> (Kurok.) Hale	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Hypotrachyna rockii</i> (Zahlbr.) Hale	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Neoprotoparmelia brasiliensis</i> Garima Singh, M. Cáceres & Aptroot	0	0	0	0	0	0	1	Cavalcante (não publicado)
<i>Neoprotoparmelia multifer</i> (Nyl.) Garima Singh, Lumbsch & I. Schmitt	0	0	0	1	0	0	0	Dissertação Priscylla
<i>Parmelinella cinerascens</i> (Lynge) Benatti & Marcelli	1	0	0	0	0	0	0	Mendonça, 2014
<i>Parmelinella salacinifera</i> (Hale) Marcelli & Benatti	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres, Bol. Mus. Biol. Mello Leitão 36.2014
<i>Parmelinella wallichiana</i> (Taylor) Elix & Hale	0	0	0	0	0	1	0	Neste trabalho
<i>Parmotrema austrosinense</i> (Zahlbr.) Hale	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014

<i>Espécie</i>	CA	CR	CE	BA	FA	RT	MG	Referências
<i>Parmotrema clavuliferum</i> (Räsänen) Streiman	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Parmotrema cristiferum</i> (Taylor) Hale	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Parmotrema dilatatum</i> (Vain.) Hale	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Parmotrema dominicanum</i> (Vain.) Hale	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Parmotrema gardneri</i> (C.W. Dodge) Sérus.	1	1	0	0	0	0	0	Mendonça, 2014; Menezes, 2013
<i>Parmotrema mellissii</i> (C.W. Dodge) Hale	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Parmotrema praesorediosum</i> (Nyl.) Hale	1	0	0	0	1	0	1	Mendonça, 2014; Cáceres et al., 2014; Cavalcante (não publicado)
<i>Parmotrema reticulatum</i> (Taylor) M. Choisy	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Parmotrema robustum</i> (Degel.) Hale	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Parmotrema subsidiosum</i> (Müll. Arg.) Hale	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Parmotrema sulphuratum</i> (Nees & Flot.) Hale	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Parmotrema tinctorum</i> (Despr. ex Nyl.) Hale	0	0	0	0	1	0	1	Cáceres et al., 2014; Cavalcante (não publicado)
<i>Parmotrema virensicum</i>	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Protoparmelia capitata</i> Lendemer	0	0	0	1	0	0	0	Silva, 2015
<i>Protoparmelia isidiata</i> Diederich, Aptroot & Sérus.	1	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Protoparmelia multijera</i> (Nyl.) Kantvilas, Papong & Lumbsch	1	1	1	1	0	0	0	Mendonça, 2014; Lima, 2013; Menezes, 2013; Lima, 2017; Sobreira, 2015
<i>Protoparmelia</i> sp.	1	0	0	0	0	0	0	Lima, 2017
<i>Pseudoparmelia cyphellata</i> Lynge	0	1	0	0	0	0	0	Menezes, 2013
<i>Pseudoparmelia hypomilta</i> (Fée) Hale	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Pseudoparmelia uleana</i> (Müll. Arg.) Elix & T.H. Nash	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Relicina abstrusa</i> (Vain.) Hale.	0	0	0	0	0	0	1	Cavalcante (não publicado)
<i>Relicina subabstrusa</i> (Gyeln.) Hale	0	1	0	0	0	0	0	Menezes, 2013
<i>Usnea</i> sp.	1	0	0	0	0	1	0	Lima, 2017
<i>Xanthoparmelia hypomelaena</i> (Hale) Hale	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Xanthoparmelia neocumberlandia</i> T.H. Nash & Elix	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014

<i>Espécie</i>	CA	CR	CE	BA	FA	RT	MG	Referências
<i>Xanthoparmelia neopropaguloides</i> Hale	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Xanthoparmelia plittii</i> (Gyeln.) Hale	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Lecanoromycetes/Lecanorales/Pilocarpaceae</i>								
<i>Bapalmuia confusa</i> Kalb & Lücking	0	0	0	1	0	0	0	Silva, 2015; Sobreira, 2015
<i>Byssoloma aff. meadii</i> (Tuck.) S. Ekman	1	0	1	1	1	0	0	Cáceres, 2007; Sobreira, 2015; Menezes, 2013
<i>Byssoloma catillariosporum</i> M. Cáceres, M.W.O. Santos & Aptroot	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al. 2013c
<i>Byssoloma chlorinum</i> (Vain.) Zahlbr.	1	1	1	1	1	0	0	Cáceres, 2007; Cáceres et al., 2014; Lima, 2013; Sobreira, 2015; Menezes, 2013
<i>Byssoloma discordans</i> (Vain.) Zahlbr.	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Byssoloma leucoblepharum</i> (Nyl.) Vain.	0	0	0	1	1	0	0	Silva, 2015; Cáceres, 2007; Cáceres et al., 2014; Sobreira, 2015; Lima, 2017
<i>Byssoloma subdiscordans</i> (Nyl.) P. James	1	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Byssoloma subpolychromum</i> Vězda	0	0	0	0	1	0	0	Andrade, 2015
<i>Byssoloma tricholomum</i> (Mont.) Zahlbr.	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Calopadia bonitensis</i> Cáceres & Lücking	0	0	0	1	0	0	0	Cáceres, 2007
<i>Calopadia foliicola</i> (Fée) Vězda	0	0	0	1	0	0	0	Cáceres, 2007; Cáceres et al., 2014
<i>Calopadia perpallida</i> (Nyl.) Vězda	0	0	0	1	0	0	0	Cáceres, 2007
<i>Calopadia pruinosa</i> Lücking & Chaves	0	0	0	1	1	0	0	Cáceres, 2007; Cáceres et al., 2014
<i>Calopadia puiggarii</i> (Müll. Arg.) Vězda	1	0	0	1	0	0	0	Cáceres, 2007
<i>Calopadia subcoerulescens</i> (Zahlbr.) Vězda	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres, 2007; Cáceres et al., 2014
<i>Calopadia subfusca</i> Kalb & Vězda	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Eugeniella corallifera</i> (Lücking) Lücking, Sérus. & Kalb	0	0	0	1	0	0	0	Cáceres, 2007; Sobreira, 2015
<i>Eugeniella leucocheila</i> (Tuck.) Lücking, Sérus. & Kalb	0	0	0	1	0	0	0	Cáceres, 2007; Sobreira, 2015
<i>Eugeniella nigrodisca</i> M. Cáceres, D.S. Andrade & Aptroot sp. Nov.	0	0	0	0	1	0	0	Andrade, 2015
<i>Fellhanera fuscata</i> (Müll. Arg.) Vězda	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Fellhanera</i> sp.	1	0	0	0	1	0	0	Mendonça, 2014; Lima, 2017
<i>Lasioloma arachnoideum</i> (Kremp.) R. Sant.	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014

<i>Espécie</i>	CA	CR	CE	BA	FA	RT	MG	Referências
<i>Micarea corallothalina</i> M. Cáceres, D. A. Mota & Aptroot	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al. 2013b
<i>Micarea pycnidiphora</i> Coppins & P. James	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Micarea stipitata</i> Coppins & P. James	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014; Sobreira, 2015
<i>Micarea termitophila</i> Aptroot & M. Cáceres	0	0	0	0	1	0	0	Aptroot & Cáceres, 2014
<i>Sporopodium antoninianum</i> Elix, Lumbsch & Lücking	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Sporopodium aurantiacum</i> (Müll. Arg.) Lücking	0	0	0	0	1	0	0	Lima, 2017
<i>Sporopodium phyllocharis</i> (Mont.) A. Massal.	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Sporopodium subflavescens</i> Lücking & Lumbsch	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Sporopodium marginatum</i> Lücking & Lumbsch	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Tapellaria malmei</i> R. Sant.	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres, 2007
<i>Tapellaria</i> sp.	1	0	0	0	1	0	0	Rodrigues, 2012
<i>Lecanoromycetes/Lecanorales/Ramalinaceae</i>								
<i>Auriculora byssomorpha</i> (Nyl.) Kalb	0	0	0	1	1	0	0	Lima, 2017
<i>Bacidia arceutina</i> (Ach.) Arnold	0	0	0	0	0	0	1	Cavalcante (não publicado)
<i>Bacidia cuyabensis</i> Malme	1	0	0	0	0	0	0	Xavier-Leite et al., 2015
<i>Bacidia fluminensis</i> (Malme) Cáceres & Lücking	0	0	0	1	0	0	0	Cáceres, 2007; Sobreira, 2015
<i>Bacidia medialis</i> (Tuck.) Zahlbr.	1	0	0	1	1	1	1	Cavalcante, 2012; Dantas, 2016; Cavalcante (não publicado); Lima, 2017; Cáceres, 2007; Lima, 2013; Sobreira, 2015; Cáceres et al., 2017; Neste trabalho
<i>Bacidia megapotamica</i> Malme	0	1	0	0	0	0	0	Menezes, 2013
<i>Bacidia russeola</i> (Kremp.) Zahlbr.	1	0	0	1	0	1	0	Mendonça, 2014; Cáceres, 2007; Lima, 2013; Lima, 2017
<i>Bacidia schweinitzii</i> (Fr. ex Tuck.) A. Schneid.	1	0	0	0	0	0	0	Sobreira, 2015; Lima, 2017; Cáceres et al., 2017
<i>Bacidia</i> sp.	1	0	0	0	1	1	1	Dantas, 2016; Cáceres, 2007; Cavalcante (não publicado); Neste trabalho
<i>Bacidia testacea</i> Malme	1	0	0	0	0	1	0	Lima, 2013; Lima, 2017
<i>Bacidina aff. varia</i> S.Ekman.	1	0	0	0	0	0	0	Cavalcante, 2012
<i>Bacidina apiahica</i> (Müll. Arg.) Vězda 99	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Bacidina multiseptata</i> Cáceres & Lücking	1	0	0	1	1	0	0	Cáceres, 2007; Sobreira, 2015

<i>Espécie</i>	CA	CR	CE	BA	FA	RT	MG	Referências
<i>Bacidina pallidocarnea</i> (Müll. Arg.) Vázda	1	0	0	1	1	0	0	Cáceres, 2007; Sobreira, 2015
<i>Bacidina penicillata</i> Aptroot, Cáceres, Lücking & Sparrius	1	0	0	1	1	0	0	Cáceres, 2007; Sobreira, 2015
<i>Bacidina</i> sp.	0	0	0	0	0	1	0	
<i>Bacidina varia</i> S. Ekman	1	0	0	1	1	1	0	Neste trabalho; Lima, 2013
<i>Bacidiopsora microphyllina</i> Kalb	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres, 2007
<i>Catillochroma endochromum</i> (Fée) Kalb	0	0	0	1	0	0	0	Silva, 2015
<i>Eschatogonia dissecta</i> Timdal & R. Sant.	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Lopezaria versicolor</i> (Fée) Kalb & Haf.	0	0	0	1	0	0	0	Cáceres, 2007; Sobreira, 2015
<i>Megalaria bengalensis</i> Jagadeesh, Aptroot, G.P. Sinha & Kr.P. Singh	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Phyllopsora buetneri</i> (Müll. Arg.) Zahlbr.	0	0	0	1	1	0	0	Cáceres et al., 2014; Sobreira, 2015
<i>Phyllopsora</i> cf. <i>corallina</i> (Eschw.) Müll. Arg.	0	0	0	1	0	0	0	Sobreira, 2015
<i>Phyllopsora confusa</i> Swinscow & Krog	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Phyllopsora furfuracea</i> Zahlbr.	1	0	0	1	1	1	1	Cáceres, 2007; Cáceres et al., 2014; Sobreira, 2015; Lima, 2017; Neste trabalho; Cavalcante (não publicado) Andrade, 2015; Cáceres, 2007
<i>Phyllopsora gossypina</i> (Sw.) A. Massal	0	0	0	0	1	0	0	
<i>Phyllopsora intermediella</i> (Nyl.) Zahlbr.	0	0	0	1	0	0	0	Cáceres, 2007; Cáceres et al., 2014
<i>Phyllopsora kalbii</i> Brako	1	0	0	0	0	0	0	Mendonça, 2014; Cavalcante, 2012; Cáceres, 2007
<i>Phyllopsora parvifoliella</i> (Nyl.) Müll. Arg.	0	0	0	1	0	0	0	Cáceres, 2007; Sobreira, 2015
<i>Phyllopsora pyxinoides</i> Nyl.	0	0	0	0	1	0	0	Andrade, 2015; Cáceres, 2007; Cáceres et al., 2014
<i>Phyllopsora soralifera</i> Timdal	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Phyllopsora</i> sp.	0	0	0	1	1	0	0	Sobreira, 2015
<i>Phyllopsora pyrromelaena</i> (Tuck.) Swinscow & Krog	0	0	0	0	1	0	0	Lima, 2017
<i>Ramalina aspera</i> Räsänen	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Ramalina cochlearis</i> Zahlbr.	1	0	0	0	0	0	0	Mendonça, 2014
<i>Ramalina denticulata</i> (Eschw.) Nyl.	1	0	0	0	0	0	0	Mendonça, 2014
<i>Ramalina gracilis</i> (Pers.) Nyl.	0	0	0	0	0	0	1	Cavalcante (não publicado)

<i>Espécie</i>	CA	CR	CE	BA	FA	RT	MG	Referências
<i>Leptogium</i> sp.	0	0	0	0	0	0	1	Cavalcante (não publicado)
<i>Lecanoromycetes/Teloschistales/Brigantiaeaceae</i>								
<i>Brigantiaea leucoxantha</i> (Spreng.) R. Sant. & Hafellner	1	0	0	0	1	0	0	Cavalcante, 2012; Cáceres, 2007; Cáceres et al., 2014; Lima, 2017
<i>Lecanoromycetes/Teloschistales/Letrouitiaceae</i>								
<i>Letrouitia domingensis</i> (Pers.) Hafellner & Bellem	1	0	0	1	1	1	0	Cáceres, 2007; Sobreira, 2015; Lima, 2017; Neste trabalho
<i>Letrouitia leprolyta</i> (Nyl.) Hafellner	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Letrouitia</i> sp.	0	0	0	0	0	1	0	Neste trabalho
<i>Letrouitia subvulpina</i> (Nyl.) Haf.	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres, 2007; Lima, 2017
<i>Letrouitia vulpina</i> (Tuck.) Hafellner & Bellem.	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres, 2007
<i>Lecanoromycetes/Teloschistales/Megalosporaceae</i>								
<i>Megalospora sulphurata</i> Meyen	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Megalospora tuberculosa</i> (Fée) Sipman	0	0	0	0	0	1	0	Neste trabalho
<i>Lecanoromycetes/Teloschistales/Teloschistaceae</i>								
<i>Brownliella cinnabarina</i> (Ach.) S.Y. Kondr., Kärnefelt, A. Thell, Elix, Jung Kim, A.S. Kondr. & Hur	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Caloplaca aphanotripta</i> (Nyl.) Zahlbr.	1	0	0	0	0	0	0	Lima, 2013
<i>Caloplaca boergesenii</i> (Vain.) Zahlbr.	1	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Caloplaca cerina</i> Zahlbr.	1	0	0	0	0	0	0	Lima, 2017
<i>Caloplaca concilians</i> (Nyl.) H. Olivier	1	0	0	0	1	0	0	Mendonça, 2014; Cáceres, 2007
<i>Caloplaca diplacia</i> (Ach.) Riddle	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Caloplaca ochraceofulva</i> (Müll. Arg.) Jatta	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Caloplaca</i> sp.	0	0	0	0	0	0	1	Cavalcante (não publicado)
<i>Caloplaca wrightii</i> (Willey) Fink	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Gyalolechia bassiae</i> (Ach.) Søchting, Frödén & Arup ex Ahti	1	0	0	0	0	0	1	Cavalcante (não publicado); Mendonça, 2014; Cáceres et al., 2014
<i>Solitaria chrysophthalma</i> (Degel.) Arup, Søchting & Frödén	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Teloschistes flavicans</i> (Sw.) Norman	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014

<i>Espécie</i>	CA	CR	CE	BA	FA	RT	MG	Referências
<i>Lecanoromycetes/Ostropales/Coenogoniaceae</i>								
<i>Coenogonium chloroticum</i> Xavier-Leite, M. Cáceres & Aptroot	0	0	0	1	1	0	0	Xavier-Leite et al., 2015
<i>Coenogonium confervoides</i> Nyl.	0	0	0	1	0	0	0	Sobreira, 2015
<i>Coenogonium coppinsii</i> Aptroot & M. Cáceres	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Coenogonium disjunctum</i> Nyl.	0	0	0	1	1	0	0	Silva, 2015; Andrade, 2015; Cáceres, 2007; Sobreira, 2015
<i>Coenogonium flavoviride</i> M. Cáceres & Lücking	1	0	0	0	0	0	0	Lima, 2013
<i>Coenogonium geralense</i> (P. Henn) Lücking	1	1	0	1	1	0	0	Dantas, 2016; Cáceres, 2007; Lima, 2013; Sobreira, 2015; Menezes, 2013
<i>Coenogonium interplexum</i> Nyl.	0	0	0	1	1	0	0	Cáceres, 2007; Sobreira, 2015; Cáceres et al., 2014
<i>Coenogonium isidiatum</i> (G. Thor & Vězda) Lücking, Aptroot & Sipman	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Coenogonium isidiosum</i> (Breuss) Rivas Plata, Lücking, Umaña & Chaves	1	0	0	0	1	1	0	Cavalcante, 2012; Cáceres, 2007; Neste trabalho
<i>Coenogonium leprieurii</i> (Mont.) Nyl.	0	0	0	1	1	0	0	Andrade, 2015; Cáceres, 2007; Sobreira, 2015; Lima, 2017
<i>Coenogonium linkii</i> Ehrenb.	0	0	0	1	1	1	0	Cáceres, 2007; Sobreira, 2015; Neste trabalho
<i>Coenogonium luteocitrinum</i> Rivas Plata, Lücking & Umaña	0	0	0	1	1	1	0	Cáceres, 2007; Xavier-Leite et al., 2015; Sobreira, 2015; Lima, 2017
<i>Coenogonium moniliforme</i> Tuck.	1	0	0	1	1	1	0	Mendonça, 2014; Menezes et al. 2011; Cáceres, 2007; Sobreira, 2015; Neste trabalho
<i>Coenogonium nepalense</i> (G. Thor & Vězda) Lücking, Aptroot & Sipman	0	0	0	1	1	0	0	Cáceres, 2007; Xavier-Leite et al., 2015; Sobreira, 2015; Dissertação Amanda
<i>Coenogonium pineti</i> (Ach.) Lücking & Lumbsch	1	0	0	0	0	0	0	Lima, 2013
<i>Coenogonium pyrophthalmum</i> (Mont.) Lücking, Aptroot & Sipman	1	0	0	1	1	0	0	Cáceres, 2007; Sobreira, 2015
<i>Coenogonium saepincola</i> Aptroot, Sipman & Lücking	0	0	0	1	0	0	0	Xavier-Leite et al., 2015
<i>Coenogonium siquirrense</i> f. <i>denticulatum</i> Rivas Plata & Lücking	0	0	0	1	0	0	0	Xavier-Leite et al., 2015
<i>Coenogonium</i> sp.	1	0	0	1	1	0	0	Andrade, 2015
<i>Coenogonium strigosum</i> Rivas Plata, Lücking & Chaves	1	0	0	1	1	0	0	Cáceres, 2007; Sobreira, 2015
<i>Coenogonium subdentatum</i> (Vězda & G. Thor) Rivas Plata, Lücking, Umaña & Chaves	0	1	0	1	1	1	0	Silva, 2015; Cáceres, 2007; Sobreira, 2015; Menezes, 2013; Cáceres et al., 2014; Lima, 2017; Neste trabalho
<i>Coenogonium subdilutum</i> (Malme) Lücking, Aptroot & Sipman.	1	0	0	1	1	0	0	Mendonça, 2014; Silva, 2015; Cáceres, 2007; Sobreira, 2015; Cáceres et al., 2014
<i>Coenogonium subfallaciosum</i> (Vúzda & Farkas) Lücking, Aptroot & Sipman	0	0	0	1	1	0	0	Cáceres, 2007; Xavier-Leite et al., 2015; Sobreira, 2015
<i>Coenogonium subluteum</i> (Rehm) Kalb & Lücking	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014; Lima, 2017

<i>Espécie</i>	CA	CR	CE	BA	FA	RT	MG	Referências
<i>Acanthothesia aff. tetrastoma</i> (Nyl.) Staiger & Kalb	0	0	0	0	0	1	0	Lima, 2017
<i>Acanthothesia cf. dialeuca</i> (Kremp.) Staiger & Kalb	1	0	0	0	0	0	0	Dantas, 2016
<i>Acanthothesia consocians</i> (Nyl.) Staiger & Kalb	0	0	0	0	0	1	0	Lima, 2017
<i>Acanthothesia corcovadensis</i> (Redinger) Staiger & Kalb	1	0	0	0	1	1	0	Dantas, 2016; Lima, 2017
<i>Acanthothesia farinosa</i> Staiger & Kalb	1	0	0	0	0	0	0	Mendonça, 2014; Dantas, 2016
<i>Acanthothesia leucoxantha</i> (Müll. Arg.) Staiger & Kalb	1	0	0	0	0	0	0	Lima, 2013
<i>Acanthothesia sarcographoides</i> M. Cáceres & Lüicking	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres & Lüicking, 2013
<i>Acanthothesia</i> sp.	1	0	0	0	0	0	0	Lima, 2017
<i>Acanthothesia subabaphoides</i> Staiger & Kalb	1	0	0	0	1	0	0	Mendonça, 2014; Cáceres et al., 2014
<i>Ampliotrema amplius</i> (Nyl.) Kalb	0	0	0	1	1	0	0	Cáceres, 2007; Sobreira, 2015; Lima, 2017
<i>Ampliotrema auratum</i> (Tuck.) Kalb ex Kalb	0	0	0	0	1	0	0	Andrade, 2015; Cáceres, 2007
<i>Anomomorpha aggregans</i> (Nyl.) Staiger	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres, 2007
<i>Anomomorpha turbulenta</i> (Nyl.) Nyl	0	0	0	0	1	0	0	Andrade, 2015; Cáceres et al., 2014
<i>Asteristion leucophthalmum</i> (Nyl.) I. Medeiros, Lüicking & Lumbsch	1	0	0	0	0	0	0	Lima, 2017
<i>Asteristion platycarpum</i> (Tuck.) I. Medeiros, Lüicking & Lumbsch	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Astrochapsa astroidea</i> (Berk. & Broome) Parmen, Lüicking & Lumbsch	0	0	0	1	1	1	0	Cáceres et al., 2014; Sobreira, 2015; Lima, 2017; Cáceres, 2007; Neste trabalho
<i>Astrochapsa platycarpella</i> (Vain.) Parmen, Lüicking & Lumbsch	0	0	0	1	1	0	0	Cáceres et al., 2014; Sobreira, 2015; Lima, 2017; Andrade, 2015; Cáceres, 2007
<i>Astrochapsa submuralis</i> E.L. Lima, Lüicking & M. Cáceres, sp. nov.	0	0	0	0	0	1	0	Lima et al., 2016
<i>Carbacanthographis candidata</i> (Nyl.) Staiger & Kalb	0	0	0	0	1	1	0	Cáceres et al., 2014; Lima, 2017
<i>Carbacanthographis chionophora</i> (Redinger) Staiger & Kalb	0	0	0	0	1	1	0	Cáceres et al., 2014; Neste trabalho
<i>Carbacanthographis crassa</i> (Müll. Arg.) Staiger & Kalb	0	0	0	1	1	1	0	Lima, 2017; Cáceres, 2007; Neste trabalho
<i>Carbacanthographis marcescens</i> (Fée) Staiger & Kalb	1	0	0	0	1	1	0	Cavalcante, 2012; Cáceres, 2007; Lima, 2017; Neste trabalho
<i>Carbacanthographis</i> sp.	0	0	0	0	1	1	0	Lima, 2017
<i>Carbacanthographis stictica</i> Staiger & Kalb	1	0	0	0	1	0	0	Dantas, 2016; Cáceres, 2007; Cáceres et al., 2014
<i>Carbacanthographis subalbotecta</i> Staiger & Kalb	0	0	0	0	1	1	0	Pereira et al., 2018; Lima, 2017

<i>Espécie</i>	CA	CR	CE	BA	FA	RT	MG	Referências
<i>Carbacanthographis violaceospora</i> Kukwa & Flakus	0	0	0	0	0	1	0	Lima, 2017
<i>Chapsa</i> aff. <i>chionostoma</i> (Nyl.) Rivas Plata & Mangold	1	0	0	0	1	0	0	Lima, 2017
<i>Chapsa aggregata</i> (Hale) Sipman & Lücking	1	0	0	1	1	0	0	Sobreira, 2015; Cáceres et al., 2017
<i>Chapsa alborosella</i> (Nyl.) Frisch	1	0	0	0	1	1	0	Andrade, 2015; Cáceres, 2007; Cáceres et al., 2014; Neste trabalho
<i>Chapsa angustispora</i> E.L. Lima, Lücking, L.C. Maia & M. Cáceres sp. Nov.	0	0	0	0	0	1	0	Lima et al., 2016; Lima, 2017
<i>Chapsa chionostoma</i> (Nyl.) Rivas Plata & Mangold	1	0	0	1	0	1	0	Mendonça, 2014; Dantas, 2016; Sobreira, 2015; Lima, 2017
<i>Chapsa diploschistoides</i> (Zahlbr.) Frisch	0	0	0	0	1	0	0	Pereira et al., 2018
<i>Chapsa discoides</i> (Stirt.) Lücking	1	1	1	1	1	1	1	Mendonça, 2014; Dantas, 2016; Andrade, 2015; Xavier-Leite et al., 2015; Menezes, 2013; Lima, 2017; Neste trabalho; Lima, 2013; Cavalcante (não publicado)
<i>Chapsa elabens</i> (Müll. Arg.) Rivas Plata & Mangold	0	0	0	1	1	0	0	Cáceres et al., 2014; Pereira et al., 2018
<i>Chapsa farinosa</i> Lücking & Sipman	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Chapsa indica</i> A. Massal.	0	0	0	0	1	1	0	Cáceres, 2007; Lima, 2017; Neste trabalho
<i>Chapsa inspersa</i> E.L. Lima & Lücking, sp. nov.	0	0	0	0	1	0	0	Lima et al., 2019
<i>Chapsa leprieurii</i> (Mont.) Frisch	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres, 2007; Lima, 2017
<i>Chapsa leprocarpa</i> (Nyl.) Frisch	1	0	0	1	1	1	0	Mendonça, 2014; Cáceres, 2007; Cáceres et al., 2014; Sobreira, 2015; Lima, 2017
<i>Chapsa leprocarpoides</i> (Hale) M. Cáceres & Lücking	1	0	0	0	1	0	0	Mendonça, 2014; Cavalcante, 2012; Cáceres, 2007
<i>Chapsa patens</i> (Nyl.) Frisch	1	0	0	0	1	1	0	Dantas, 2016; Cáceres, 2007; Lima, 2017
<i>Chapsa platycarpoides</i> (Tuck.) Breuss & Lücking	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Chapsa referta</i> (Hale) Lücking	0	0	0	0	1	0	0	Andrade, 2015
<i>Chapsa</i> sp.	1	0	0	1	1	0	0	Silva, 2015
<i>Chapsa stellata</i> (Hale) Sipman	0	0	0	1	0	0	0	Sobreira, 2015
<i>Chapsa sublilacina</i> (Ellis & Everh.) Cáceres & Lücking	0	0	0	1	1	0	0	Cáceres, 2007; Sobreira, 2015
<i>Chapsa subpatens</i> (Hale) Mangold	0	0	0	0	0	1	0	Lima, 2017
<i>Chapsa thalotrema</i> Lücking & N. Salazar	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014; Pereira et al., 2018
<i>Chroodiscus coccineus</i> (Leight.) Müll. Arg.	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Cruentotrema cruentatum</i> (Mont.) Rivas Plata, Lumbsch & Lücking	0	0	0	1	1	1	0	Andrade, 2015; Sobreira, 2015; Cáceres et al., 2014; Lima, 2017

<i>Espécie</i>	CA	CR	CE	BA	FA	RT	MG	Referências
<i>Cruentotrema puniceum</i> (Müll. Arg.) J. Kalb & Kalb	0	0	0	1	1	0	0	Cáceres, 2007; Sobreira, 2015
<i>Cryptoschizotrema cryptotrema</i> (Nyl.) Aptroot, Lücking & M. Cáceres	0	0	0	0	1	1	0	Lima, 2017; Neste trabalho
<i>Cryptoschizotrema minus</i> E.L.Lima & Lücking, sp. nov.	0	0	0	0	1	0	0	Lima et al., 2019
<i>Diorygma africanum</i> Kalb, Staiger & Elix	0	0	0	1	0	0	0	Cáceres, 2007; Sobreira, 2015
<i>Diorygma alagoense</i> M. Cáceres & Lücking	0	0	0	1	0	0	0	Sobreira, 2015
<i>Diorygma cf. tibellii</i> Kalb, Staiger & Elix	1	0	0	0	0	0	0	Lima, 2013
<i>Diorygma circumfusum</i> (Stirt.) Kalb, Staiger & Elix	1	0	0	0	0	0	0	Mendonça, 2014
<i>Diorygma confluens</i> (Fée) Kalb, Staiger & Elix	0	0	0	1	1	0	0	Sobreira, 2015; Lima, 2017
<i>Diorygma epiglaucum</i> (Müll. Arg.) Kalb, Staiger & Elix	0	0	0	0	1	0	0	Lima, 2017
<i>Diorygma erythrellum</i> (Mont. & Bosch) Kalb, Staiger & Elix	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Diorygma hieroglyphicum</i> (Pers.) Staiger & Kalb	1	0	0	1	1	1	0	Silva, 2015; Mendonça, 2014; Andrade, 2015; Cáceres, 2007; Sobreira, 2015; Neste trabalho
<i>Diorygma intermedium</i> Kalb, Staiger & Elix	0	0	0	0	1	0	0	Lima, 2017
<i>Diorygma junghuhnii</i> (Mont. & Bosch) Kalb, Staiger & Elix	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014; Pereira et al., 2018
<i>Diorygma longisporum</i> E. L. Lima, M. Cáceres & Aptroot	1	0	0	0	0	0	0	Lima, 2013; Lima, 2017; Lima et al. 2013a.
<i>Diorygma microsporum</i> M. Cáceres & Lücking	0	0	0	0	1	0	0	Andrade, 2015; Lumbsch et al., 2011
<i>Diorygma minisporum</i> Kalb, Staiger & Elix	0	1	0	1	1	0	0	Andrade, 2015; Sobreira, 2015; Menezes, 2013; Pereira et al., 2018
<i>Diorygma poitaei</i> (Fée) Kalb, Staiger & Elix	1	0	0	1	1	1	1	Mendonça, 2014; Dantas, 2016; Silva, 2015; Andrade, 2015; Cavalcante (não publicado); Cáceres, 2007; Xavier-Leite et al., 2015; Sobreira, 2015; Pereira et al., 2018; Lima, 2017
<i>Diorygma pruinosum</i> (Eschw.) Kalb, Staiger & Elix	0	0	0	1	1	0	0	Cáceres et al., 2014; Sobreira, 2015
<i>Diorygma reniforme</i> (Fée) Kalb, Staiger & Elix	0	0	0	1	1	0	0	Silva, 2015; Andrade, 2015; Cáceres, 2007; Cáceres et al., 2014; Sobreira, 2015; Lima, 2017
<i>Diorygma sipmanii</i> Kalb, Staiger & Elix	0	0	0	1	1	0	0	Silva, 2015; Cáceres, 2007; Sobreira, 2015
<i>Diorygma sophianum</i> E.L.Lima & Lücking, sp. nov.	0	0	0	0	1	0	0	Lima et al., 2019
<i>Diorygma sp.</i>	0	0	0	0	1	0	0	Lima, 2017
<i>Diploschistes diacapsis</i> (Ach.) Lumbsch	1	0	0	1	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Diploschistes hypoleucus</i> Zahlbr.	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014

<i>Espécie</i>	CA	CR	CE	BA	FA	RT	MG	Referências
<i>Dyplolabia afzelii</i> (Ach.) A. Massal.	1	1	1	1	1	1	1	Dantas, 2016; Silva, 2015; Andrade, 2015; Cavalcante (não publicado); Cáceres, 2007; Lima, 2013; Sobreira, 2015; Lima, 2017; Neste trabalho
<i>Dyplolabia oryzoides</i> (Leight.) Kalb & Staiger	0	0	0	0	1	1	0	Andrade, 2015; Cáceres, 2007; Cáceres et al., 2014; Lima, 2017
<i>Fissurina</i> aff. <i>Dumastii</i> Fée	0	0	0	0	0	1	0	Lima, 2017
<i>Fissurina</i> aff. <i>radiata</i> Mont.	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres, 2007; Lima, 2017
<i>Fissurina aggregatula</i> Common & Lücking	0	0	0	1	1	0	0	Xavier-Leite et al., 2015; Cáceres et al., 2014
<i>Fissurina alboscripta</i> (Coppins & P. James) Staiger	0	0	0	0	0	1	0	Lima, 2017
<i>Fissurina amazonica</i> M. Cáceres, Aptroot & Lücking	0	0	0	0	1	0	0	Pereira et al., 2018
<i>Fissurina atlantica</i> T. A. Pereira, M. Cáceres & Lücking	0	0	0	0	1	0	0	Pereira et al., 2018
<i>Fissurina bothynocarpa</i> (Redinger) Lücking	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014; Pereira et al., 2018
<i>Fissurina comparilis</i> (Nyl.) Nyl.	1	0	0	0	0	0	0	Dantas, 2016
<i>Fissurina comparimuralis</i> Staiger	1	0	0	0	1	0	0	Dantas, 2016; Cáceres et al., 2014
<i>Fissurina dumastii</i> Fée	1	0	0	1	1	1	1	Cáceres, 2007; Cáceres et al., 2014; Lima, 2013; Sobreira, 2015; Lima, 2017; Neste trabalho; Cavalcante (não publicado)
<i>Fissurina dumastioides</i> (Fink) Staiger	0	0	0	0	1	0	0	Lima, 2017
<i>Fissurina egena</i> (Nyl.) Nyl.	1	0	0	0	0	0	0	Cáceres et al., 2014; Lima, 2013
<i>Fissurina humilis</i> (Vain.) Staiger	1	0	0	0	0	0	0	Lima, 2017
<i>Fissurina incrustans</i> Fée	0	0	0	1	1	0	0	Cáceres, 2007; Xavier-Leite et al., 2015; Cáceres et al., 2014; Sobreira, 2015
<i>Fissurina instabilis</i> (Nyl.) Nyl.	1	0	0	0	1	0	0	Mendonça, 2014; Cáceres, 2007; Cáceres et al., 2014
<i>Fissurina intercludens</i> (Nyl.) Lücking & Rivas Plata	0	1	1	0	0	0	0	Menezes, 2013
<i>Fissurina mexicana</i> (Zahlbr.) Lücking & Rivas Plata	1	0	0	0	0	0	0	Dantas, 2016; Mendonça, 2014
<i>Fissurina nitidescens</i> (Nyl.) Nyl.	0	0	0	1	0	0	0	Sobreira, 2015
<i>Fissurina pseudostromatica</i> Lücking & Rivas Plata	1	1	1	1	1	1	1	Mendonça, 2014; Dantas, 2016; Xavier-Leite et al., 2015; Cáceres et al., 2014; Lima, 2013; Sobreira, 2015; Menezes, 2013; Lima, 2017; Cáceres et al., 2017; Neste trabalho
<i>Fissurina radiata</i> Mont.	0	1	0	1	1	0	0	Cáceres, 2007; Cáceres et al., 2014; Sobreira, 2015; Menezes, 2013
<i>Fissurina</i> sp.	1	0	0	1	1	0	1	Cavalcante, 2012; Silva, 2015; Lima, 2017; Cavalcante (não publicado)
<i>Fissurina</i> sp. 1	0	0	0	0	0	1	0	Neste trabalho

<i>Espécie</i>	CA	CR	CE	BA	FA	RT	MG	Referências
<i>Fissurina sp. 2</i>	0	0	0	0	0	1	0	Neste trabalho
<i>Fissurina sp. 3</i>	0	0	0	0	0	1	0	Neste trabalho
<i>Fissurina tachygrapha</i> (Nyl.) Staiger	1	0	1	0	0	0	0	Dantas, 2016; Menezes, 2013
<i>Flegographa leprieurii</i> (Mont.) A. Massal.	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Glaucotrema costaricense</i> (Müll. Arg.) Rivas Plata & Lumbsch	0	0	0	0	1	1	0	Pereira et al., 2018; Lima, 2017
<i>Glaucotrema glaucophaenum</i> (Kremp.) Rivas Plata & Lumbsch	0	0	0	0	1	1	0	Cáceres, 2007; Lima, 2017
<i>Glyphis cicatricosa</i> Ach.	1	1	1	1	1	1	1	Mendonça, 2014; Cavalcante, 2012; Dantas, 2016; Silva, 2015; Menezes et al. 2011; Cavalcante (não publicado); Cáceres, 2007; Lima, 2013; Sobreira, 2015; Menezes, 2013; Lima, 2017; Cáceres et al., 2017; Neste trabalho
<i>Glyphis scyphulifera</i> (Ach.) Staiger	1	0	1	1	1	1	1	Mendonça, 2014; Cavalcante, 2012; Dantas, 2016; Silva, 2015; Menezes et al. 2011; Rodrigues, 2012; Cáceres, 2007; Xavier-Leite et al., 2015; Lima, 2013; Sobreira, 2015; Menezes, 2013; Lima, 2017; Cáceres et al., 2017; Neste trabalho; Cavalcante (não publicado)
<i>Glyphis substriatula</i> var. <i>conglomerata</i> (Nyl.) Staiger.	1	0	1	0	0	0	0	Cavalcante, 2012; Menezes et al. 2011; Cáceres, 2007
<i>Glyphis substriatula</i> (Nyl.) Staiger	1	0	0	0	0	0	0	Mendonça, 2014; Rodrigues, 2012; Cáceres et al., 2017
<i>Graphis acharii</i> Fée	0	0	1	1	1	0	0	Silva, 2015; Cáceres, 2007; Cáceres et al., 2014; Sobreira, 2015; Menezes, 2013; Lima, 2017
<i>Graphis adpressa</i> Vain.	0	1	0	0	0	0	0	Menezes, 2013
<i>Graphis aff. lineola</i> Ach.	1	0	0	1	0	0	0	Lima, 2017
<i>Graphis aff. Pernambucoradians</i> M. Cáceres & Lücking	0	0	0	0	1	0	0	Lima, 2017
<i>Graphis aff. stipitata</i> A.W. Archer	0	0	1	0	0	0	0	Menezes, 2013
<i>Graphis alba</i> Dantas, Lücking & M. Cáceres	1	0	0	0	0	0	0	Dantas et al., 2017
<i>Graphis albida</i> Vain	0	0	1	0	0	0	0	Menezes, 2013
<i>Graphis albissima</i> Müll. Arg.	1	0	0	0	0	0	0	Xavier-Leite et al., 2015
<i>Graphis alboglaucescens</i> Adaw. & Makhija	1	0	0	0	0	0	0	Mendonça, 2014
<i>Graphis anfractuosa</i> (Eschw.) Eschw.	1	1	1	1	0	1	0	Cavalcante, 2012; Dantas, 2016; Lima, 2013; Sobreira, 2015; Menezes, 2013; Lima, 2017; Neste trabalho
<i>Graphis angustata</i> Eschw.	1	0	0	1	1	0	0	Silva, 2015; Cáceres et al., 2014; Sobreira, 2015
<i>Graphis arbusculaeformis</i> (Vain.) Lücking	1	0	0	1	0	0	0	Cavalcante, 2012; Xavier-Leite et al., 2015; Sobreira, 2015

<i>Espécie</i>	CA	CR	CE	BA	FA	RT	MG	Referências
<i>Graphis argentata</i> Lüicking & Umaña	0	0	0	1	1	0	0	Cáceres et al., 2014; Sobreira, 2015
<i>Graphis asahinae</i> Patw. & C.R. Kulk.	1	0	0	0	0	0	0	Lima, 2017
<i>Graphis assimilis</i> Nyl.	0	0	0	1	0	0	0	Sobreira, 2015
<i>Graphis aurita</i> Eschw.	1	1	1	1	1	1	0	Mendonça, 2014; Cáceres et al., 2014; Menezes, 2013; Lima, 2017
<i>Graphis borealis</i> (A.W. Archer) A.W. Archer	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Graphis brahmanensis</i> Aptroot	1	0	0	1	0	0	0	Mendonça, 2014; Lima, 2013; Sobreira, 2015
<i>Graphis caesiella</i> Vain.	1	0	0	0	1	1	1	Mendonça, 2014; Dantas, 2016; Silva, 2015; Cáceres, 2007; Cáceres et al., 2014; Lima, 2013; Lima, 2017; Neste trabalho; Cavalcante (não publicado)
<i>Graphis caesiocarpa</i> Redinger	1	0	0	0	0	0	0	Mendonça, 2014
<i>Graphis calcea</i> (Fée) A. Massal.	1	0	0	0	0	0	0	Lima, 2013
<i>Graphis celata</i> (A.W. Archer) A.W. Archer	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Graphis chlorotica</i> A. Massal.	0	0	0	1	0	0	0	Sobreira, 2015
<i>Graphis chrysocharpa</i> (Raddi) Spreng.	0	0	0	1	1	0	0	Silva, 2015; Cáceres, 2007; Cáceres et al., 2014; Sobreira, 2015
<i>Graphis cicatricosa</i> (Ach.) Vain.	0	0	0	0	0	0	1	Cavalcante (não publicado)
<i>Graphis cilindrospora</i> E.L. Lima, Lüicking, L.C. Maia & M. Cáceres	0	0	0	0	0	1	0	Lima et al., 2016; Lima, 2017
<i>Graphis cincta</i> (Pers.) Aptroot	1	0	0	0	0	0	1	Mendonça, 2014; Silva, 2015; Xavier-Leite et al., 2015; Lima, 2013; Cáceres et al., 2017; Cavalcante (não publicado)
<i>Graphis cinerea</i> Fée	1	0	0	0	1	0	0	Andrade, 2015; Cáceres et al., 2014; Lima, 2017
<i>Graphis conferta</i> Zenker	1	1	0	0	1	1	0	Dantas, 2016; Silva, 2015; Andrade, 2015; Xavier-Leite et al., 2015; Cáceres et al., 2014; Lima, 2013; Menezes, 2013; Pereira et al., 2018; Lima, 2017
<i>Graphis crassilabra</i> Müll. Arg.	1	0	0	0	0	0	0	Mendonça, 2014
<i>Graphis crebra</i> Vain.	1	0	0	1	0	0	0	Sobreira, 2015; Cáceres et al., 2017
<i>Graphis cupei</i> Vain. ex Lüicking	0	1	0	0	0	0	0	Menezes, 2013
<i>Graphis dealbata</i> Nyl.	0	0	0	1	0	0	0	Sobreira, 2015
<i>Graphis dendrogramma</i> Nyl.	1	0	0	0	1	0	0	Mendonça, 2014; Rodrigues, 2012; Cáceres, 2007; Lima, 2017
<i>Graphis descissa</i> Müll. Arg.	1	0	0	0	0	0	0	Mendonça, 2014
<i>Graphis desquamescens</i> Fée	1	0	0	0	0	0	0	Dantas, 2016; Cáceres et al., 2014

<i>Espécie</i>	CA	CR	CE	BA	FA	RT	MG	Referências
<i>Graphis disserpens</i> Nyl.	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Graphis dracенаe</i> Vain.	1	0	0	1	1	1	0	Mendonça, 2014; Dantas, 2016; Cáceres et al., 2014; Lima, 2013; Sobreira, 2015; Lima, 2017
<i>Graphis dupaxana</i> Vain.	1	1	0	1	1	0	0	Mendonça, 2014; Cáceres, 2007; Cáceres et al., 2014; Sobreira, 2015; Menezes, 2013; Lima, 2017
<i>Graphis duplicata</i> Ach.	1	0	0	1	1	1	0	Dantas, 2016; Cáceres, 2007; Sobreira, 2015; Lima, 2017; Neste trabalho
<i>Graphis duplicatoinpersa</i> Lücking	1	0	0	0	1	1	0	Lima, 2017
<i>Graphis elegans</i> (Borrer ex Sm.) Ach.	1	0	0	0	0	0	0	Mendonça, 2014
<i>Graphis elongata</i> Zenker	1	0	0	0	0	0	1	Lima, 2013; Cavalcante (não publicado)
<i>Graphis emersa</i> Müll. Arg.	1	0	0	0	0	0	0	Lima, 2013
<i>Graphis erythrocardia</i> Müll. Arg.	0	0	0	0	0	0	1	Cavalcante (não publicado)
<i>Graphis ferruginea</i> Vain.	0	0	0	0	0	1	0	Neste trabalho
<i>Graphis flavovirens</i> Makhija & Adaw.	1	0	0	0	0	0	0	Mendonça, 2014
<i>Graphis funilina</i> Aptroot	1	0	1	0	0	1	0	Cavalcante, 2012; Menezes, 2013; Lima, 2017
<i>Graphis furcata</i> Fée	1	1	0	0	1	1	1	Mendonça, 2014; Dantas, 2016; Cáceres, 2007; Xavier-Leite et al., 2015; Lima, 2013; Sobreira, 2015; Menezes, 2013; Lima, 2017; Neste trabalho; Cavalcante (não publicado)
<i>Graphis geraensis</i> Redinger	1	0	0	1	1	0	0	Cáceres, 2007; Sobreira, 2015; Lima, 2017
<i>Graphis glaucescens</i> Fée	1	1	0	1	1	1	1	Mendonça, 2014; Silva, 2015; Rodrigues, 2012; Andrade, 2015; Cáceres, 2007; Xavier-Leite et al., 2015; Lima, 2013; Sobreira, 2015; Menezes, 2013; Pereira et al., 2018; Neste trabalho; Cavalcante (não publicado)
<i>Graphis glauconigra</i> Vain.	1	0	0	0	0	0	0	Menezes et al. 2011
<i>Graphis gonimica</i> Zahlbr.	1	0	0	0	0	0	0	Xavier-Leite et al., 2015; Lima, 2013
<i>Graphis granulata</i> Fée	1	0	0	0	0	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Graphis haleana</i> R.C. Harris	0	0	0	0	1	1	0	Cáceres et al., 2014; Lima, 2017
<i>Graphis handelii</i> Zahlbr.	1	0	0	0	1	0	0	Mendonça, 2014; Menezes et al. 2011; Xavier-Leite et al., 2015; Cáceres et al., 2014
<i>Graphis homiodes</i> Redinger	0	1	1	0	0	0	0	Menezes, 2013
<i>Graphis hyphosa</i> Staiger	1	1	1	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014; Menezes, 2013
<i>Graphis immersella</i> Müll. Arg.	1	0	0	0	0	0	0	Mendonça, 2014; Dantas, 2016; Lima, 2013

<i>Espécie</i>	CA	CR	CE	BA	FA	RT	MG	Referências
<i>Graphis immersicans</i> A.W. Archer	1	1	1	1	1	0	0	Dantas, 2016; Cáceres et al., 2014; Lima, 2013; Sobreira, 2015; Menezes, 2013; Lima, 2017
<i>Graphis intermediella</i> Stirt.	0	0	0	0	1	0	0	Andrade, 2015
<i>Graphis intricata</i> Fée	1	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014; Lima, 2013
<i>Graphis kakaduensis</i> A. W. Archer	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres, 2007
<i>Graphis kelungana</i> Zahlbr.	1	0	0	0	0	0	0	Xavier-Leite et al., 2015
<i>Graphis leptocarpa</i> Fée	1	0	0	1	1	0	0	Mendonça, 2014; Cavalcante, 2012; Rodrigues, 2012; Xavier-Leite et al., 2015; Cáceres et al., 2014; Lima, 2013; Lima, 2017
<i>Graphis leptoclada</i> Müll. Arg.	0	0	0	0	0	1	0	Neste trabalho
<i>Graphis librata</i> C. Knight	1	0	0	1	1	1	1	Mendonça, 2014; Dantas, 2016; Rodrigues, 2012; Sobreira, 2015; Lima, 2017; Neste trabalho; Cavalcante (não publicado)
<i>Graphis lineola</i> Ach.	1	1	1	1	1	1	0	Mendonça, 2014; Cavalcante, 2012; Rodrigues, 2012; Xavier-Leite et al., 2015; Lima, 2013; Sobreira, 2015; Menezes, 2013; Lima, 2017; Neste trabalho
<i>Graphis longula</i> Kremp.	1	0	0	0	1	0	0	Lima, 2017
<i>Graphis lucifera</i> R.C. Harris	1	0	0	0	0	1	0	Lima, 2017
<i>Graphis lumbricina</i> Vain.	0	0	0	1	1	0	0	Cáceres, 2007; Sobreira, 2015
<i>Graphis macella</i> Kremp.	0	0	0	1	0	0	0	Cáceres, 2007; Sobreira, 2015
<i>Graphis malacodes</i> Nyl.	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Graphis marginata</i> Raddi	1	0	0	0	1	0	0	Xavier-Leite et al., 2015
<i>Graphis miniata</i> Redinger	0	0	0	0	1	0	0	Pereira et al., 2018
<i>Graphis modesta</i> Zahlbr.	1	1	0	0	0	0	0	Cavalcante, 2012; Menezes, 2013
<i>Graphis nanodes</i> Vain.	1	0	0	0	0	0	0	Dantas, 2016
<i>Graphis negrosina</i> (Vain.) Lücking	1	0	0	1	0	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Graphis nilgiriensis</i> Adaw. & Makhija	0	0	0	0	0	1	0	Lima, 2017
<i>Graphis norstictica</i> A.W. Archer & Lücking	1	0	0	0	0	0	0	Mendonça, 2014
<i>Graphis nudaeformis</i> Lücking.	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Graphis oxyclada</i> Müll. Arg.	1	1	0	1	0	0	0	Mendonça, 2014; Dantas, 2016; Cáceres, 2007; Xavier-Leite et al., 2015; Cáceres et al., 2014; Menezes, 2013; Pereira et al., 2018; Lima, 2017
<i>Graphis palmicola</i> Makhija & Adaw.	1	0	0	0	1	0	0	Dantas, 2016; Cáceres et al., 2014

<i>Espécie</i>	CA	CR	CE	BA	FA	RT	MG	Referências
<i>Graphis palmyrensis</i> Zahlbr	1	0	0	0	1	0	0	Menezes et al. 2011; Cáceres, 2007
<i>Graphis paradisserpens</i> Sipman & Lücking	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Graphis parallela</i> Müll. Arg.	1	0	0	0	0	0	0	Cavalcante, 2012
<i>Graphis paralleloides</i> M. Cáceres & Lücking	1	0	0	0	0	0	0	Mendonça, 2014; Dantas, 2016; Lima, 2013
<i>Graphis paraserpens</i> Lizano & Lücking	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres, 2007
<i>Graphis pavoniana</i> Fée	1	0	0	0	1	0	0	Menezes et al. 2011; Rodrigues, 2012; Cáceres, 2007; Xavier-Leite et al., 2015
<i>Graphis pedunculata</i> Bungartz & Aptroot.	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Graphis pernambucoradians</i> M. Cáceres & Lücking	0	0	0	1	1	0	0	Andrade, 2015; Cáceres, 2007; Sobreira, 2015
<i>Graphis pinicola</i> Zahlbr.	1	0	0	1	0	1	0	Mendonça, 2014; Dantas, 2016; Rodrigues, 2012; Xavier-Leite et al., 2015; Sobreira, 2015; Lima, 2017; Neste trabalho
<i>Graphis pitmanii</i> Rivas Plata & Lücking	0	0	0	1	1	0	0	Andrade, 2015
<i>Graphis prunicola</i> Vain.	1	0	0	0	1	0	0	Lima, 2013; Lima, 2017
<i>Graphis pseudocinerea</i> Lücking & L. Umaña	0	0	0	0	1	0	0	Lima, 2017
<i>Graphis pyrrocheiloides</i> Zahlbr.	1	0	0	0	0	0	0	Mendonça, 2014
<i>Graphis rhizocola</i> (Fée.) Lücking & Chaves.	0	0	0	1	1	0	0	Cáceres et al., 2014; Lima, 2017
<i>Graphis rigidula</i> Müll. Arg.	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres, 2007
<i>Graphis rimulosa</i> (Mont.) Trevis.	0	0	0	0	0	1	0	Neste trabalho
<i>Graphis rustica</i> Kremp.	1	0	0	0	0	0	0	Mendonça, 2014
<i>Graphis sayeri</i> Müll. Arg.	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Graphis schiffneri</i> Zahlbr.	1	0	0	0	0	0	0	Cáceres, 2007
<i>Graphis scripta</i> (L.) Ach.	1	1	1	0	1	1	0	Cavalcante, 2012; Lima, 2013; Menezes, 2013; Lima, 2017
<i>Graphis seminuda</i> Müll. Arg	1	0	0	0	0	0	0	Menezes et al. 2011
<i>Graphis sitiana</i> Vain.	1	1	1	1	1	1	0	Mendonça, 2014; Cáceres et al., 2014; Menezes, 2013; Lima, 2017
<i>Graphis slendrae</i> Hale ex Lücking	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Graphis</i> sp.	1	0	0	1	1	0	1	Dantas, 2016; Silva, 2015; Cavalcante (não publicado); Lima, 2017
<i>Graphis stellata</i> M. Cáceres & Lücking	1	0	0	0	1	0	0	Cavalcante, 2012; Rodrigues, 2012; Andrade, 2015; Cáceres, 2007

<i>Espécie</i>	CA	CR	CE	BA	FA	RT	MG	Referências
<i>Graphis stipitata</i> A.W. Archer	1	1	1	0	1	0	0	Rodrigues, 2012; Menezes, 2013
<i>Graphis streblocarpa</i> (Bél.) Nyl.	1	0	0	0	0	0	0	Cavalcante, 2012
<i>Graphis striatula</i> (Ach.) Spreng.	1	0	0	1	1	1	0	Dantas, 2016; Cáceres, 2007; Cáceres et al., 2014; Sobreira, 2015; Lima, 2017; Neste trabalho
<i>Graphis subaltamirensis</i> Passos, M. Cáceres & Lücking	0	0	0	0	1	0	0	Pereira et al., 2018
<i>Graphis subdisserpens</i> Nyl. CE X	0	0	1	0	0	0	0	Menezes, 2013
<i>Graphis subfiliformis</i> E.L.Lima & Lücking, sp. nov.	1	0	0	0	0	0	0	Lima et al., 2019
<i>Graphis subflexibilis</i> Lücking & Chaves	0	0	0	0	1	1	0	Cáceres et al., 2014; Lima, 2017
<i>Graphis subhiascens</i> (Müll. Arg.) Lücking	0	0	0	1	0	0	0	Sobreira, 2015
<i>Graphis submarginata</i> Lücking	1	0	1	1	0	0	0	Cavalcante, 2012; Dantas, 2016; Silva, 2015; Rodrigues, 2012; Cáceres, 2007; Xavier-Leite et al., 2015; Menezes, 2013; Lima, 2017
<i>Graphis subtenella</i> Müll. Arg.	0	0	0	0	1	0	0	Pereira et al., 2018
<i>Graphis subvirginea</i> Nyl.	0	0	0	0	1	0	0	Andrade, 2015
<i>Graphis sundarbanensis</i> Jagadeesh & G.P. Sinha	1	0	0	0	0	0	0	Mendonça, 2014
<i>Graphis supracola</i> A.W. Archer	1	0	0	0	0	0	0	Mendonça, 2014
<i>Graphis tenella</i> Ach.	1	0	0	1	1	1	0	Cavalcante, 2012; Cáceres, 2007; Cáceres et al., 2014; Lima, 2013; Sobreira, 2015; Lima, 2017; Neste trabalho
<i>Graphis tenoriensis</i> Chaves & Lücking	0	0	0	1	0	0	0	Sobreira, 2015
<i>Graphis urandreae</i> Vain.	1	1	0	0	0	0	0	Mendonça, 2014; Menezes, 2013
<i>Graphis verrucoserpens</i> Lücking	0	0	0	0	0	1	0	Lima, 2017
<i>Graphis vestitoides</i> (Fink) Staiger	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres, 2007
<i>Graphis virescens</i> Müll. Arg.	1	1	0	1	1	0	0	Mendonça, 2014; Cavalcante, 2012; Cáceres, 2007; Cáceres et al., 2014; Sobreira, 2015; Menezes, 2013
<i>Halegrapha redonographoides</i> Dantas, Lücking & M. Cáceres	1	0	0	0	0	0	0	Dantas et al., 2017
<i>Hemithecium balbisii</i> (Fée) Trevis.	1	0	0	0	1	1	0	Dantas, 2016; Cáceres et al., 2014; Lima, 2017
<i>Hemithecium chlorocarpum</i> (Fée) Trevis.	1	0	0	1	1	0	0	Cavalcante, 2012; Andrade, 2015; Cáceres, 2007; Cáceres et al., 2014; Sobreira, 2015
<i>Hemithecium chrysenteron</i> (Mont.) Trevis.	0	0	0	1	0	0	0	Cáceres, 2007; Sobreira, 2015
<i>Hemithecium implicatum</i> (Fée) Staiger	1	0	0	0	1	0	0	Dantas, 2016; Cáceres et al., 2014; Lima, 2017
<i>Hemithecium</i> sp.	0	0	0	0	0	1	1	Neste trabalho; Cavalcante (não publicado)

<i>Espécie</i>	CA	CR	CE	BA	FA	RT	MG	Referências
<i>Leiorreuma exaltatum</i> (Mont. & Bosch) Staiger	1	0	0	0	0	0	0	Lima, 2013
<i>Leucodecton compunctellum</i> (Nyl.) Frisch	0	0	0	0	1	1	0	Cáceres et al., 2014; Lima, 2017
<i>Leucodecton expallescens</i> (Nyl.) Rivas Plata & Lücking	1	0	0	0	0	0	0	Xavier-Leite et al., 2015
<i>Leucodecton fissurinum</i> (Hale) Frisch	1	0	0	0	1	0	0	Pereira et al., 2018; Dantas, 2016
<i>Leucodecton occultum</i> (Eschw.) Frisch	1	0	0	1	1	0	1	Mendonça, 2014; Cavalcante, 2012; Dantas, 2016; Silva, 2015; Menezes et al. 2011; Rodrigues, 2012; Andrade, 2015; Xavier-Leite et al., 2015; Lima, 2013; Sobreira, 2015; Lima, 2017; Cáceres et al., 2017; Cavalcante (não publicado)
<i>Leucodecton sordidescens</i> (Fée) Lücking & Sipman	1	0	0	0	1	1	0	Dantas, 2016; Cáceres et al., 2014; Lima, 2017
<i>Leucodecton subcompunctum</i> (Nyl.) Frisch	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014; Pereira et al., 2018
<i>Malmographina plicosa</i> (C.F.W. Meissn.) M. Cáceres, Rivas Plata & Lücking	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Melanotrema meiospermum</i> (Nyl.) Frisch	0	0	0	0	1	1	0	Cáceres et al., 2014; Lima, 2017
<i>Melanotrema platystomum</i> (Mont.) Frisch	0	0	0	0	1	1	0	Andrade, 2015; Cáceres et al., 2014; Pereira et al., 2018; Lima, 2017
<i>Melanotrema</i> sp.	0	0	0	0	0	1	0	Neste trabalho
<i>Myriotrema album</i> Fée	0	0	0	1	1	0	0	Sobreira, 2015
<i>Myriotrema clandestinoides</i> Sipman & Lücking	0	0	0	1	0	0	0	Xavier-Leite et al., 2015
<i>Myriotrema laeviusculum</i> (Nyl.) Hale	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Myriotrema microporum</i> (Mont.) Hale	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014; Pereira et al., 2018
<i>Myriotrema myrioporoides</i> (Müll. Arg.) Hale	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres, 2007; Cáceres et al., 2014
<i>Myriotrema neofrondosum</i> Sipman	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Myriotrema olivaceum</i> Fée	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Myriotrema</i> sp.	1	0	0	0	1	1	0	Rodrigues, 2012; Cáceres, 2007; Neste trabalho
<i>Myriotrema</i> sp. Nov.	0	0	0	0	1	0	0	Lima, 2017
<i>Myriotrema subconforme</i> (Nyl.) Hale	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Myriotrema viridialbum</i> (Kremp.) Hale	0	0	0	0	0	1	0	Neste trabalho
<i>Ocellularia</i> aff. <i>buckii</i> Lücking	0	0	0	0	1	0	0	Lima, 2017
<i>Ocellularia</i> aff. <i>mordenii</i> Hale	0	0	0	0	1	0	0	Pereira et al., 2018

<i>Espécie</i>	CA	CR	CE	BA	FA	RT	MG	Referências
<i>Ocellularia aff. praestans</i> (Müll. Arg.) Hale	1	0	0	0	1	0	0	Rodrigues, 2012; Cáceres, 2007
<i>Ocellularia allospora</i> (Nyl.) Zahlbr.	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Ocellularia ascidioidea</i> Hale	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Ocellularia auberianooides</i> (Nyl.) Müll. Arg.	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Ocellularia bahiana</i> (Ach.) Frisch	1	0	0	0	1	1	1	Dantas, 2016; Andrade, 2015; Cavalcante (não publicado); Cáceres, 2007; Cáceres et al., 2014; Neste trabalho
<i>Ocellularia cavata</i> (Ach.) Müll. Arg.	0	0	1	1	1	1	0	Andrade, 2015; Cáceres, 2007; Cáceres et al., 2014; Sobreira, 2015; Menezes, 2013; Pereira et al., 2018; Lima, 2017
<i>Ocellularia cf. triglyphica</i> (Kremp.) Zahlbr.	1	0	0	0	0	0	0	Dantas, 2016
<i>Ocellularia cipoensis</i> L.A. Santos, M. Cáceres & Lüicking	0	0	0	0	1	0	0	Pereira et al., 2018
<i>Ocellularia crocea</i> (Kremp.) Overeem & D. Overeem	0	0	0	1	1	1	0	Andrade, 2015; Cáceres, 2007; Cáceres et al., 2014; Sobreira, 2015; Pereira et al., 2018; Lima, 2017
<i>Ocellularia cryptica</i> Lüicking	0	0	0	1	0	0	0	Sobreira, 2015
<i>Ocellularia dolichotata</i> (Nyl.) Zahlbr.	1	0	0	0	1	0	0	Pereira et al., 2018; Dantas, 2016
<i>Ocellularia domingensis</i> (Feé ex Ny.) Mull Arg	0	0	0	1	0	0	0	Sobreira, 2015
<i>Ocellularia fecunda</i> (Vain.) Hale	1	0	0	1	0	0	0	Lima, 2013; Sobreira, 2015
<i>Ocellularia gracilis</i> Müll. Arg.	0	0	0	1	0	0	0	Cáceres, 2007; Sobreira, 2015
<i>Ocellularia laeviusculoides</i> Sipman & Lüicking	0	0	0	1	0	0	0	Sobreira, 2015
<i>Ocellularia landronii</i> Hale	0	0	0	0	1	0	0	Andrade, 2015; Cáceres, 2007; Cáceres et al., 2014
<i>Ocellularia mauritiana</i> Hale	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres, 2007; Cáceres et al., 2014; Sobreira, 2015
<i>Ocellularia maxima</i> (Hale) Lumbsch & Mangold	0	0	0	0	1	0	0	Lima, 2017
<i>Ocellularia minutula</i> Hale	0	0	0	1	0	0	0	Sobreira, 2015
<i>Ocellularia obturascens</i> (Nyl.) Hale	0	0	0	1	1	0	0	Xavier-Leite et al., 2015; Cáceres et al., 2014; Pereira et al., 2018
<i>Ocellularia papillata</i> (Leight.) Zahlbr.	0	0	0	1	1	1	0	Andrade, 2015; Cáceres, 2007; Cáceres et al., 2014; Sobreira, 2015; Lima, 2017; Neste trabalho
<i>Ocellularia percolumellata</i> Sipman	1	0	0	0	1	0	0	Lima, 2017
<i>Ocellularia perforata</i> (Leight.) Müll. Arg.	0	0	0	0	1	0	0	Andrade, 2015; Cáceres et al., 2014
<i>Ocellularia piperis</i> (Vain.) Aptroot	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Ocellularia praestans</i> (Müll. Arg.)	1	0	0	1	1	0	0	Cáceres, 2007; Lima, 2013; Lima, 2017

<i>Espécie</i>	CA	CR	CE	BA	FA	RT	MG	Referências
<i>Phaeographis brasiliensis</i> (A. Massal.) Kalb & Matthes-Leicht	1	1	1	1	1	1	1	Mendonça, 2014; Dantas, 2016; Silva, 2015; Andrade, 2015; Cáceres, 2007; Xavier-Leite et al., 2015; Sobreira, 2015; Menezes, 2013; Pereira et al., 2018; Lima, 2017; Neste trabalho; Cavalcante (não publicado)
<i>Phaeographis caesiodisca</i> Staiger	1	0	0	0	1	0	0	Lima, 2013; Cáceres et al., 2014; Lima, 2017
<i>Phaeographis crispata</i> Kalb & Matthes-Leicht	1	0	0	0	1	1	0	Mendonça, 2014; Cáceres, 2007; Lima, 2013; Neste trabalho
<i>Phaeographis dendritica</i> (Ach.) Müll. Arg.	0	0	1	0	1	1	1	Cáceres, 2007; Menezes, 2013; Lima, 2017; Neste trabalho; Cavalcante (não publicado)
<i>Phaeographis discurrens</i> (Nyl.) Müll. Arg.	1	0	0	0	0	0	0	Lima, 2017
<i>Phaeographis elliptica</i> Müll. Arg.	0	0	0	0	0	1	0	Cáceres et al., 2014; Lima, 2017
<i>Phaeographis flavescens</i> Dal-Forno & Eliasaro	1	0	0	0	1	0	0	Pereira et al., 2018
<i>Phaeographis fusca</i> Staiger	0	0	0	1	1	0	0	Silva, 2015; Cáceres et al., 2014
<i>Phaeographis fuscolobata</i> Sipman	0	0	0	0	0	1	0	Lima, 2017
<i>Phaeographis haematites</i> (Fée) Müll. Arg.	0	0	0	1	1	1	0	Cáceres, 2007; Sobreira, 2015; Cáceres et al., 2014; Pereira et al., 2018; Lima, 2017; Neste trabalho
<i>Phaeographis inconspicua</i> (Fée) Müll. Arg.	0	0	1	0	0	0	0	Menezes, 2013
<i>Phaeographis instrata</i> (Stirt.) Zahlbr.	0	0	0	0	0	1	0	Neste trabalho
<i>Phaeographis intricans</i> (Nyl.) Staiger	1	1	0	1	1	1	0	Sobreira, 2015; Menezes, 2013; Cáceres et al., 2014; Lima, 2017; Neste trabalho
<i>Phaeographis inusta</i> (Ach.) Müll. Arg.	0	1	1	0	1	1	0	Menezes, 2013; Cáceres et al., 2014; Neste trabalho
<i>Phaeographis kalbii</i> Staiger	1	0	0	1	0	0	0	Cáceres, 2007; Lima, 2013; Sobreira, 2015; Lima, 2017
<i>Phaeographis lecanographa</i> (Nyl.) Staiger	1	0	0	0	0	0	0	Lima, 2017
<i>Phaeographis leiogrammodes</i> (Kremp.) Müll. Arg.	1	0	0	0	1	1	0	Mendonça, 2014; Lima, 2013; Cáceres et al., 2014; Lima, 2017
<i>Phaeographis lindigiana</i> Müll. Arg.	1	0	0	0	0	0	0	Dantas, 2016
<i>Phaeographis lobata</i> (Eschw.) Müll. Arg.	1	0	0	1	0	1	0	Dantas, 2016; Cáceres, 2007; Sobreira, 2015; Lima, 2017; Neste trabalho
<i>Phaeographis neotricosa</i> Redinger	1	0	1	1	1	1	0	Mendonça, 2014; Dantas, 2016; Silva, 2015; Cáceres, 2007; Xavier-Leite et al., 2015; Lima, 2013; Sobreira, 2015; Menezes, 2013; Cáceres et al., 2014; Lima, 2017; Neste trabalho
<i>Phaeographis nylanderii</i> (Vain.) Zahlbr.	1	0	0	1	1	1	0	Dantas, 2016; Cáceres, 2007; Sobreira, 2015; Cáceres et al., 2014; Lima, 2017; Neste trabalho
<i>Phaeographis platycarpa</i> Müll. Arg.	0	0	0	0	1	0	0	Andrade, 2015
<i>Phaeographis punctiformis</i> (Eschw.) Müll. Arg.	1	1	0	1	1	0	0	Silva, 2015; Cáceres, 2007; Lima, 2013; Menezes, 2013; Cáceres et al., 2014; Lima, 2017; Cáceres et al., 2017

<i>Espécie</i>	CA	CR	CE	BA	FA	RT	MG	Referências
<i>Phaeographis quadrifera</i> (Nyl.) Staiger	1	0	0	0	1	0	0	Lima, 2013
<i>Phaeographis rubrostroma</i> Cáceres & Lücking	0	0	0	1	1	0	0	Cáceres, 2007; Sobreira, 2015
<i>Phaeographis sculpturata</i> (Ach.) Staiger	1	0	0	1	1	1	1	Cáceres, 2007; Lima, 2013; Sobreira, 2015; Cáceres et al., 2014; Pereira et al., 2018; Lima, 2017; Cavalcante (não publicado); Neste trabalho
<i>Phaeographis schizoloma</i> (Müll. Arg.) Müll. Arg.	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Phaeographis</i> sp.	1	0	0	1	1	0	1	Dantas, 2016; Menezes et al. 2011; Lima, 2017; Cavalcante (não publicado)
<i>Phaeographis spondaica</i> (Nyl.)	0	0	1	0	0	0	0	Menezes, 2013
<i>Phaeographis subintricata</i> (C. Knight) Müll. Arg.	1	0	0	0	0	0	0	Lima, 2013
<i>Phaeographis tortuosa</i> (Ach.) Müll. Arg.	1	0	0	1	1	1	0	Dantas, 2016; Cáceres, 2007; Lima, 2013; Cáceres et al., 2014; Lima, 2017
<i>Platygramme caesiopruinosa</i> (Fée) Fée	1	1	0	1	1	0	0	Silva, 2015; Cáceres, 2007; Cáceres et al., 2014; Sobreira, 2015; Menezes, 2013; Lima, 2017
<i>Platygramme cf. discurrens</i> (Nyl.) Staiger	1	0	0	0	0	0	0	Lima, 2017
<i>Platygramme colubrosa</i> (Nyl.) Staiger	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Platygramme praestans</i> (Müll. Arg.) Staiger	1	0	0	0	0	0	0	Lima, 2017
<i>Platygramme</i> sp.	1	0	0	0	0	0	0	Lima, 2017
<i>Platythecium allosporellum</i> (Nyl.) Staiger	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Platythecium colliculosum</i> (Mont.) Staiger	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Platythecium dimorphodes</i> (Nyl.) Staiger.	1	0	0	0	1	0	0	Cáceres, 2007; Cáceres et al., 2014
<i>Platythecium grammitis</i> (Fée) Staiger.	0	0	0	0	1	0	0	Andrade, 2015; Cáceres et al., 2014; Pereira et al., 2018
<i>Platythecium leiogramma</i> (Nyl.) Staiger	0	0	0	0	1	0	0	Andrade, 2015; Cáceres et al., 2014
<i>Platythecium</i> sp.	1	0	0	0	0	0	0	Silva, 2015
<i>Platythecium sphaerosporellum</i> (Nyl.) Staiger	1	0	0	0	0	0	0	Lima, 2013
<i>Pseudochapsa aptrootiana</i> M. Cáceres, T. A. Pereira & Lücking	0	0	0	0	1	0	0	Pereira et al., 2018
<i>Pseudochapsa dilatata</i> (Müll. Arg.) Parmen, Lücking & Lumbsch	1	0	0	1	1	0	1	Sobreira, 2015; Cavalcante (não publicado)
<i>Pseudotopeliopsis scabiomarginata</i> (Hale) Parmen, Lücking & Lumbsch	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Pycnotrema pycnoporellum</i> (Nyl.) Rivas Plata & Lücking	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Rhabdodiscus auberianus</i> (Mont.) Vain.	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014

<i>Espécie</i>	CA	CR	CE	BA	FA	RT	MG	Referências
<i>Rhabdodiscus emersellus</i> (Müll. Arg.) Rivas Plata, Lücking & Lumbsch	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Rhabdodiscus jamaicensis</i> (Müll. Arg.) Rivas Plata, Lücking & Lumbsch	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Rhabdodiscus subemersus</i> (Müll. Arg.) Rivas Plata, Lücking & Lumbsch	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Sanguinotrema wightii</i> (Tayl) Lücking	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Sarcographa aff. astroidea</i> sp. Nov.	0	0	0	0	1	0	0	Lima, 2017
<i>Sarcographa atlantica</i> E.L.Lima & Lücking, sp.	0	0	0	0	1	0	0	Lima et al., 2019
<i>Sarcographa fenicis</i> (Vain.) Zahlbr.	0	0	0	0	0	1	0	Neste trabalho
<i>Sarcographa fissurinoidea</i> Cáceres & Lücking	0	1	1	0	1	1	0	Cáceres, 2007; Menezes, 2013; Neste trabalho
<i>Sarcographa heteroclita</i> (Mont.) Zahlbr.	0	0	0	0	0	1	0	Neste trabalho
<i>Sarcographa labyrinthica</i> (Ach.) Müll. Arg.	1	0	0	1	1	1	0	Andrade, 2015; Cáceres, 2007; Xavier-Leite et al., 2015; Sobreira, 2015; Pereira et al., 2018; Lima, 2017; Neste trabalho
<i>Sarcographa ramificans</i> (Kremp.) Staiger	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres, 2007; Lima, 2017
<i>Sarcographa</i> sp.	0	0	0	0	0	0	1	Cavalcante (não publicado)
<i>Sarcographa tricoso</i> (Ach.) Müll. Arg.	1	0	1	1	1	1	1	Cavalcante, 2012; Dantas, 2016; Cáceres, 2007; Sobreira, 2015; Menezes, 2013; Cáceres et al., 2014; Neste trabalho; Cavalcante (não publicado)
<i>Stegobolus anamorphus</i> (Nyl.) Frisch & Kalb	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres, 2007; Cáceres et al., 2014; Lima, 2017
<i>Stegobolus radians</i> (Müll. Arg.) Frisch	0	0	0	1	0	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Stegobolus wrightii</i> (Tuck.) Frisch	1	0	0	0	0	0	0	Dantas, 2016
<i>Thalloloma astroideum</i> (Müll. Arg.) Staiger	0	0	0	1	1	1	0	Cáceres, 2007; Sobreira, 2015; Lima, 2017
<i>Thalloloma buriticum</i> (Redinger) Staiger	0	0	0	0	1	1	0	Lima, 2017
<i>Thalloloma cinnabarinum</i> (Fée) Staiger	0	0	0	0	1	1	0	Lima, 2017
<i>Thalloloma hypoleptum</i> (Nyl.) Staiger	1	0	0	0	1	0	0	Dantas, 2016; Pereira et al., 2018
<i>Thalloloma janeirensis</i> Staiger	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Thalloloma rhodastrum</i> (Redinger) Staiger	0	0	0	1	1	0	0	Andrade, 2015; Cáceres et al., 2014
<i>Thalloloma</i> sp.	0	0	0	0	0	1	1	Neste trabalho; Cavalcante (não publicado)
<i>Thelotrema aff. Adjunctum</i> Nyl.	0	0	0	0	1	0	0	Lima, 2017
<i>Thelotrema aff. subtile</i> sp. Nov	0	0	0	0	1	0	0	Lima, 2017

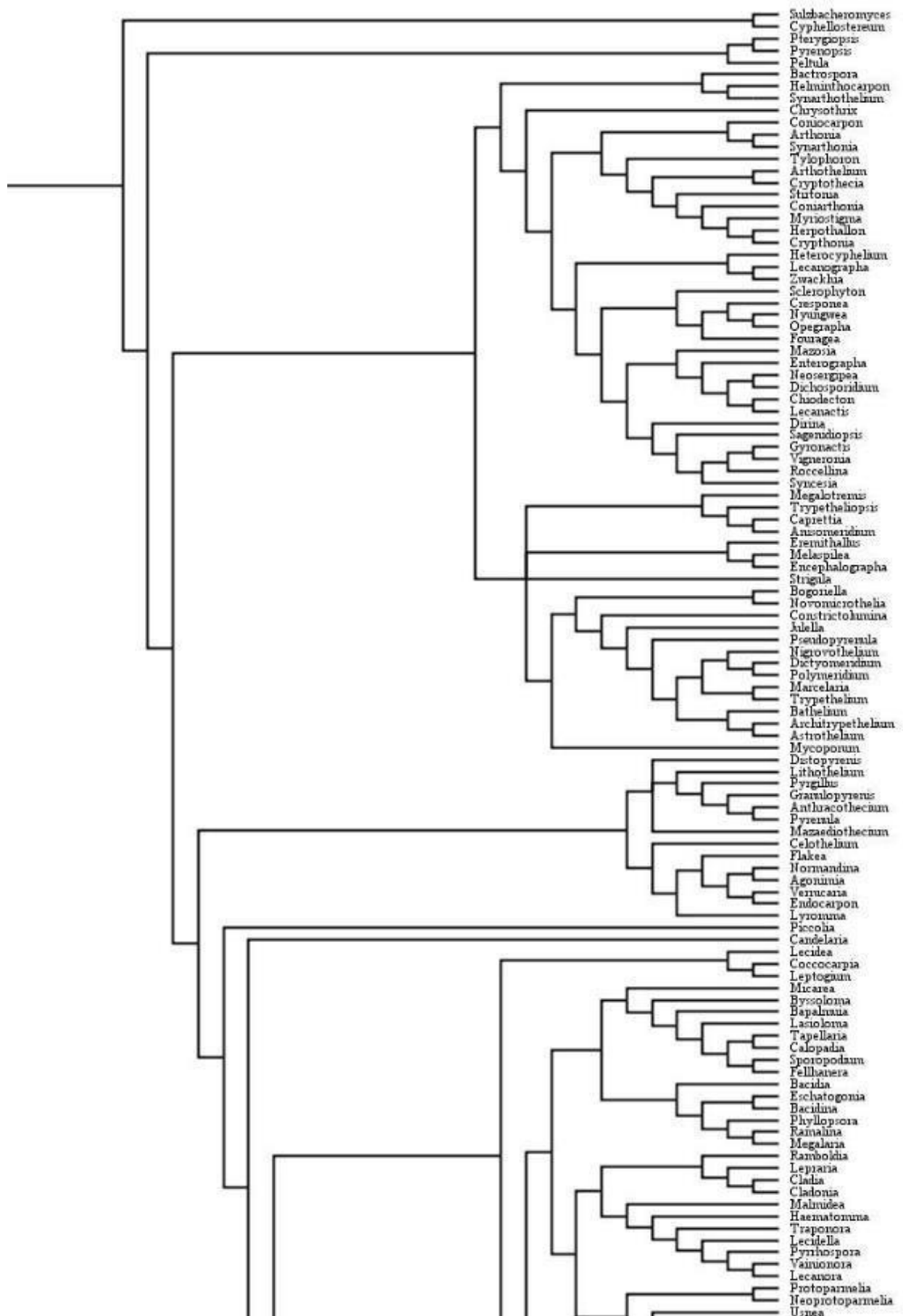
Espécie	CA	CR	CE	BA	FA	RT	MG	Referências
<i>Thelotrema defectum</i> Hale ex R.C. Harris	0	0	0	0	1	0	0	Lima, 2017
<i>Thelotrema defossum</i> (Müll. Arg.) Mangold	0	0	1	0	1	0	0	Menezes, 2013; Lima, 2017
<i>Thelotrema diplotrema</i> Nyl.	1	0	0	0	0	0	0	Dantas, 2016
<i>Thelotrema pachysporoides</i> Dantas, Lücking & M. Cáceres	1	0	0	0	0	0	0	Dantas et al., 2017
<i>Thelotrema pachysporum</i> Nyl.	1	0	0	0	0	0	1	Cavalcante (não publicado); Dantas, 2016
<i>Thelotrema polythecium</i> Sathy, Nagarkar & Patw.	1	1	0	0	0	0	0	Menezes, 2013; Lima, 2017
<i>Thelotrema subtile</i> Tuck.	1	0	0	0	1	0	0	Dantas, 2016; Lima, 2017
Lecanoromycetes/Ostropales/Gyalectaceae								
<i>Cryptolechia carneoluteola</i> (Tuck.) Kalb	0	0	0	1	0	0	0	Sobreira, 2015
<i>Ramonia intermedia</i> Kalb	0	0	0	1	1	1	0	Xavier-Leite et al., 2015; Cáceres, 2007; Lima, 2017
<i>Ramonia malmei</i> Vězda	0	0	0	0	0	1	0	Neste trabalho
<i>Ramonia microspora</i> Vězda	0	0	0	1	1	0	0	Xavier-Leite et al., 2015; Cáceres et al., 2014
<i>Ramonia variospora</i> Sobreira, Aptroot & M. Cáceres	0	0	0	1	0	0	0	Sobreira, 2015; Aptroot et al. 2015c
Lecanoromycetes/Ostropales/Phlyctidaceae								
<i>Phlyctis brasiliensis</i> Nyl.	0	0	0	0	0	1	0	Neste trabalho
Lecanoromycetes/Ostropales/Porinaceae								
<i>Myeloconis guyanensis</i> P. M. McCarthy & Elix	0	0	0	1	1	0	0	Sobreira, 2015; Cáceres et al., 2014; Lima, 2017
<i>Clathroporina farinosa</i> C. Knight	0	0	0	1	1	0	0	Cáceres, 2007; Cáceres et al., 2014; Sobreira, 2015; Lima, 2017
<i>Phragmopelthea rubentior</i> (Stirt.) Müll. Arg.	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Phyllophiale alba</i> (R. Sant.) Lücking	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Phyllophiale imitatrix</i> Müll.Arg.	0	0	0	1	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Phyllophiale mastoidea</i> (Ach.) Müll. Arg.	0	0	0	1	1	1	0	Andrade, 2015; Cáceres, 2007; Sobreira, 2015; Lima, 2017; Neste trabalho
<i>Phylloporina epiphylla</i> Fée	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Phylloporina simulans</i> Müll. Arg.	0	0	0	0	0	1	0	Neste trabalho
<i>Phylloporina tetracerae</i> (Afzel.) Müll. Arg.	0	0	0	1	1	1	1	Andrade, 2015; Cáceres, 2007; Cáceres et al., 2014; Sobreira, 2015; Lima, 2017; Neste trabalho; Cavalcante (não publicado)

<i>Espécie</i>	CA	CR	CE	BA	FA	RT	MG	Referências
<i>Porina "pseudocyphellata"</i>	1	0	0	0	0	0	0	Lima, 2017
<i>Porina aff. internigrans</i> (Nyl.) Müll. Arg.	0	0	0	1	1	0	0	Cáceres, 2007; Sobreira, 2015
<i>Porina aff. subpungens</i> Malme	0	0	0	0	1	0	0	Lima, 2017
<i>Porina africana</i> Müll. Arg.	0	0	0	1	1	0	0	Cáceres, 2007; Sobreira, 2015; Lima, 2017
<i>Porina ambigua</i> Malme	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres, 2007
<i>Porina cerina</i> (Zahlbr.) R. Sant.	0	0	0	0	0	0	1	Cavalcante (não publicado)
<i>Porina cestrensis</i> (Tuck.) Müll. Arg.	0	0	0	1	1	0	0	Andrade, 2015; Cáceres, 2007; Cáceres et al., 2014; Sobreira, 2015
<i>Porina conspersa</i> Malme	0	0	0	1	1	1	0	Silva, 2015; Andrade, 2015; Cáceres, 2007; Xavier-Leite et al., 2015; Cáceres et al., 2014; Sobreira, 2015; Neste trabalho
<i>Porina curtula</i> Malme	0	0	0	1	1	0	1	Cáceres, 2007; Xavier-Leite et al., 2015; Lima, 2017; Cavalcante (não publicado)
<i>Porina distans</i> Vězda & Vivant	0	0	0	0	1	1	0	Cáceres et al., 2014; Neste trabalho
<i>Porina elegans</i> Malme	0	0	0	0	1	0	0	Lima, 2017
<i>Porina eminentior</i> (Nyl.) P.M. McCarthy	0	0	0	0	1	0	0	Lima, 2017
<i>Porina epilucida</i> Sipman	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres, 2007
<i>Porina exasperata</i> C. Knight	0	0	0	0	0	1	0	Neste trabalho
<i>Porina fusca</i> Lücking	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Porina guaranítica</i> Malme	1	0	0	1	0	0	0	Cáceres, 2007; Sobreira, 2015
<i>Porina guentheri</i> (Flot.) Zahlbr.	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Porina guianensis</i> Lücking & Vězda	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Porina internigrans</i> Müll. Arg.	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres, 2007; Cáceres et al., 2014; Lima, 2017
<i>Porina isidioambigua</i> M. Cáceres, M.W.O. Santos & Aptroot	1	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al. 2013c; Cáceres et al., 2017
<i>Porina leptalea</i> (Durieau & Mont.) A. L. Sm.	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres, 2007
<i>Porina leptosperma</i> Müll. Arg.	0	0	0	0	0	0	1	Cavalcante (não publicado)
<i>Porina melanops</i> Malme	1	0	0	0	0	1	0	Mendonça, 2014; Neste trabalho
<i>Porina nuculastrum</i> (Müll. Arg.) R. C. Harris	1	0	0	1	1	0	0	Cáceres, 2007; Sobreira, 2015
<i>Porina pseudepiphylla</i>	0	0	0	0	1	0	0	Lima, 2017

<i>Espécie</i>	CA	CR	CE	BA	FA	RT	MG	Referências
<i>Topelia tetraspora</i> Aptroot & M. Cáceres	0	0	0	0	1	0	0	Aptroot et al. 2014
<i>Trinathotrema stictideum</i> (Nyl.) Lücking, R. Miranda & Kalb	1	0	0	0	0	0	0	Cavalcante, 2012
<i>Lecanoromycetes/Ostropales/Thelenellaceae</i>								
<i>Aspidothelium geminiparum</i> (Malme) R. Sant.	0	0	0	1	0	0	0	Sobreira, 2015; Cáceres, 2007
<i>Thelenella lateralis</i> Aptroot & M. Cáceres	0	0	0	0	1	0	0	Aptroot et al. 2015a
<i>Thelenella paraguayensis</i> Malme	1	0	0	0	1	0	0	Cáceres, 2007; Cáceres et al., 2014; Lima, 2017
<i>Lecanoromycetes/Pertusariales/Ochrolechiaceae</i>								
<i>Ochrolechia africana</i> Vain.	1	0	0	1	0	0	0	Mendonça, 2014; Silva, 2015; Cáceres, 2007; Lima, 2013; Lima, 2017
<i>Ochrolechia</i> sp.	1	0	0	0	0	0	0	Lima, 2017
<i>Lecanoromycetes/Pertusariales/Pertusariaceae</i>								
<i>Lepra trachythallina</i> (Erichsen) Lendemer & R.C. Harris	0	0	0	1	0	0	0	Silva, 2015
<i>Lepra tropica</i> (Vain.) Lendemer & R.C. Harris	1	0	0	0	1	0	0	Dantas, 2016; Cáceres et al., 2014
<i>Lepra ventosa</i> (Malme) Lendemer & R.C. Harris	1	0	1	1	1	0	0	Mendonça, 2014; Silva, 2015; Cáceres, 2007; Lima, 2013; Sobreira, 2015; Menezes, 2013; Cáceres et al., 2014; Lima, 2017
<i>Pertusaria carneola</i> (Eschw.) Müll. Arg.	1	0	0	1	0	0	0	Mendonça, 2014; Cavalcante, 2012; Dissertação Jaciele; Cáceres, 2007; Lima, 2013; Cáceres et al., 2014; Lima, 2017
<i>Pertusaria</i> cf. <i>carneola</i> (Eschw.) Müll. Arg.	1	0	0	0	0	0	0	Dantas, 2016
<i>Pertusaria</i> cf. <i>flavoisidiata</i> A.W. Archer & Elix	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Pertusaria dehiscens</i> Müll. Arg.	1	0	1	0	0	0	1	Mendonça, 2014; Dantas, 2016; Menezes et al. 2011; Rodrigues, 2012; Cáceres, 2007; Xavier-Leite et al., 2015; Lima, 2013; Sobreira, 2015; Menezes, 2013; Lima, 2017; Cavalcante (não publicado)
<i>Pertusaria flavens</i> Nyl.	1	1	1	1	1	0	1	Xavier-Leite et al., 2015; Mendonça, 2014; Cavalcante, 2012; Dantas, 2016; Silva, 2015; Menezes et al. 2011; Rodrigues, 2012; Cavalcante (não publicado); Cáceres, 2007; Xavier-Leite et al., 2015; Lima, 2013; Sobreira, 2015; Menezes, 2013; Lima, 2017; Cáceres et al., 2017
<i>Pertusaria lichexanthofarinosa</i> Aptroot & M. Cáceres	0	0	0	0	1	0	0	Aptroot & Cáceres, 2018
<i>Pertusaria lichexanthoverrucosa</i> Aptroot & M. Cáceres	0	0	0	0	1	0	0	Aptroot & Cáceres, 2018
<i>Pertusaria meridionalis</i> var. <i>ochrostoma</i> Müll. Arg.	1	0	0	0	0	0	0	Lima, 2013; Lima, 2017
<i>Pertusaria quassiae</i> (Fée) Nyl.	1	1	1	1	1	0	0	Mendonça, 2014; Dantas, 2016; Silva, 2015; Rodrigues, 2012; Cáceres, 2007; Xavier-Leite et al., 2015; Lima, 2013; Sobreira, 2015; Menezes, 2013; Lima, 2017

<i>Espécie</i>	CA	CR	CE	BA	FA	RT	MG	Referências
<i>Pertusaria</i> sp.	1	0	0	1	1	0	1	Dantas, 2016; Cáceres, 2007; Lima, 2017; Cavalcante (não publicado)
<i>Pertusaria</i> sp. 1	0	0	0	0	0	1	0	Neste trabalho
<i>Pertusaria</i> sp. 2	0	0	0	0	0	1	0	Neste trabalho
<i>Pertusaria tetralthalamia</i> (Fée) Nyl.	1	0	0	1	0	0	0	Mendonça, 2014; Dissertação Jaciele; Menezes et al. 2011; Cáceres, 2007; Lima, 2013; Sobreira, 2015
<i>Pertusaria wulfenioides</i> De Lesd.	1	0	0	0	0	0	1	Mendonça, 2014; Dissertação Jaciele; Rodrigues, 2012; Cavalcante (não publicado); Cáceres, 2007; Lima, 2013; Lima, 2017
<i>Lecanoromycetes/Trapeliales/Trapeliaceae</i>								
<i>Trapelia coarctata</i> (Turner) M. Choisy	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Trapelia glebulosa</i> (Sm.) J.R. Laundon	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Trapeliopsis flexuosa</i> (Fr.) Coppins & P. James	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Lecanoromycetes Incertae sedis</i>								
<i>Piccolia conspersa</i> (Fée) Hafellner	1	0	0	1	0	0	0	Lima, 2017; Mendonça, 2014
<i>Lichinomycetes/Lichinales/Lichinaceae</i>								
<i>Pterygiopsis guyanensis</i> Schultz, Porembski & Büdel	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Pterygiopsis atra</i> Vain.	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Pyrenopsis olivacea</i> Vain.	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Lichinomycetes/Lichinales/Peltulaceae</i>								
<i>Peltula corticola</i> (Büdel & R. Sant.) Kalb	1	0	0	0	0	0	0	Cáceres et al., 2017
<i>Peltula obscurans</i> (Nyl.) Gyeln.	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014
<i>Sphinctrinaceae</i>								
<i>Sphinctrina tubiformis</i> A. Massal.	1	0	0	0	1	0	0	Cáceres, 2007
<i>Agaricomycetes/Lepidostromatales/Lepidostromataceae</i>								
<i>Sulzbacheromyces caatingae</i> (Sulzbacher & Lücking) B.P. Hodk. & Lücking	0	0	0	0	1	0	0	Cáceres et al., 2014

APÊNDICE B – Cladograma Construído no Formato Newick Baseado na literatura atual sobre a classificação de líquens.



Continuação

