



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

ISAIAS DE OLIVEIRA JUNIOR

**RIQUEZA E COMPOSIÇÃO DE FUNGOS LIQUENIZADOS EM ÁREAS DE MATA
ATLÂNTICA DO NORDESTE BRASILEIRO COMO FERRAMENTA PARA A
BIOLOGIA DA CONSERVAÇÃO**

Recife

2020

ISAIAS DE OLIVEIRA JUNIOR

**RIQUEZA E COMPOSIÇÃO DE FUNGOS LIQUENIZADOS EM ÁREAS DE MATA
ATLÂNTICA DO NORDESTE BRASILEIRO COMO FERRAMENTA PARA A
BIOLOGIA DA CONSERVAÇÃO**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Biologia de Fungos, Área de Concentração em Taxonomia e Ecologia de Fungos, da Universidade Federal de Pernambuco, como requisito parcial para obtenção do título de mestre em Biologia de Fungos.

Área de concentração: Micologia Básica

Orientadora: Profa. Dra. Marcela Eugenia da Silva Cáceres

Recife

2020

Catálogo na fonte:
Bibliotecária Claudina Queiroz, CRB4/1752

Oliveira Junior, Isaias de

Riqueza e composição de fungos liquenizados em áreas de Mata Atlântica do nordeste brasileiro como ferramenta para a biologia da conservação / Isaias de Oliveira Junior - 2020.

88 folhas: il., fig., tab.

Orientadora: Marcela Eugenia da Silva Cáceres

Dissertação (mestrado) – Universidade Federal de Pernambuco. Centro de Biociências. Programa de Pós-Graduação em Biologia de Fungos. Recife, 2020.

Inclui referências.

1. Fungos liquenizados 2. Ecologia 3. Floresta Atlântica
I. Cáceres, Marcela Eugenia da Silva (Orientadora) II. Título

579.5 CDD (22.ed.)

UFPE/CB-2021-046

ISAIAS DE OLIVEIRA JUNIOR

**RIQUEZA E COMPOSIÇÃO DE FUNGOS LIQUENIZADOS EM ÁREAS DE MATA
ATLÂNTICA DO NORDESTE BRASILEIRO COMO FERRAMENTA PARA A
BIOLOGIA DA CONSERVAÇÃO**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Biologia de Fungos, Área de Concentração em Taxonomia e Ecologia de Fungos, da Universidade Federal de Pernambuco, como requisito parcial para obtenção do título de mestre em Biologia de Fungos.

Aprovada em: 03/ 03 / 2020

BANCA EXAMINADORA

Dra. Marcela Eugenia da Silva Cáceres (Orientadora)
Universidade Federal de Sergipe

Dra. Maria de Lourdes Lacerda Buriel
Universidade Federal de Pernambuco

Dra. Leonor Costa Maia
Universidade Federal de Pernambuco

Às três grandes mulheres da minha vida: Minha mãe – Rosa;
minha irmã mais velha – Kamilla; minha irmã gêmea – Isabella.
Como uma singela homenagem por todos os sacrifícios ao longo
dos anos.

Dedico

AGRADECIMENTOS

Aparentemente chegar até aqui e poder falar abertamente sobre a imensa gratidão que trago no peito é a maneira mais simples de demonstrar o quão grato sou, por esse período vivenciado. Nada se compara à grande experiência, profissional e pessoal, vivida nesses últimos meses da minha vida.

Gostaria de começar agradecendo a Deus por ter me guiado todos os anos da minha vida e por ter iluminado o meu caminho em direção ao mestrado, sou um filho muito grato.

À minha mãe, Rosa Araújo, um exemplo de mulher, de pessoa, amiga e acima de tudo de mãe. Tenho o maior prazer em agradecer por todo o voto de confiança depositado em mim e na minha decisão de ir contra o que era planejado para minha vida. Por ser o meu porto seguro, minha maior crítica e ao mesmo tempo meu grande amor, te amo.

Às minhas duas grandes irmãs, Kamilla Araújo e Isabella Araújo, por todo o sacrifício que fizeram em suas vidas com o objetivo de me ajudar quando mais precisei. Vocês são o meu maior alicerce na vida, e sei que nunca e nem ninguém poderá nos separar, nem mesmo a ingratidão do tempo, amo muito cada uma, obrigado minhas irmãs e filhas.

Ao meu namorado, Murilo Henrique, por todo o suporte emocional durante o mestrado, ajudando a ultrapassar minhas crises de estresse e ansiedade, por sempre me incentivar a olhar o lado positivo e, acima de tudo, por ser o meu aconchego diário.

Ao meu filho e estagiário de quatro patas, Garu, por sempre se deitar ao meu lado e me esquentar durante o processo de escrita, por largar vários pelos nas minhas roupas e por me confortar. Ao meu filho lindo, obrigado.

À minha avó, Josefa Maria (*in memoriam*), por ter sido a primeira a transmitir o que é ecologia por meio do saber popular e por acreditar em mim mesmo sem entender o que eu fazia ao certo, te amo.

Em especial, à Profa. Dra. Marcela Cáceres, pelo voto de confiança e por ter me recebido prontamente sem nunca ter me conhecido. Sou absurdamente grato por ter me atendido, guiado, orientado, e acima de tudo, por acreditar que eu poderia realizar o projeto, meu maior agradecimento vai à senhora.

À Profa. Dra. Tatiana Gibertoni, por todo o apoio na realização das coletas envolvidas com o meu projeto. A todos do projeto Mata Atlântica (CNPq/ICMBio/FAPs nº18/2017), em especial aos meus companheiros de coleta, por todos os dias compartilhados em campo, por todos os segredos, todas as discussões, e por todo o apoio. Aos guias, e novos amigos, Edinaldo

(vapo), Edivaldo (timbó), Edvaldo e Oziel, por todo cuidado e sabedoria compartilhada. Nada é mais forte que o saber popular e a sabedoria anciã, muito obrigado.

Ao Dr. André Aptroot por disponibilizar seu tempo e sabedoria em duas coletas, pelas dicas de laboratório e por responder prontamente aos meus questionamentos, agradeço.

À Dra. Priscylla Nayara Bezerra Sobreiro, por toda a paciência e ensinamento no início do meu mestrado. Palavras aqui expressadas serão poucas para exemplificar o quão importante foi o seu cuidado no início de tudo, muito obrigado.

Aos companheiros de laboratório, de alguns cafés compartilhados e algumas conversas jogadas fora, à Dra. Edvaneide Lima e Dr. David Itallo, agradeço.

Queria dedicar um espaço especial, à minha segunda família e meus grandes amigos do HADOUKEN, Daniella, Rafaella, Heitor, Glauci, Rebeca, Francisco, Flavia, Priscila e Camila, muito obrigado por tudo nessa vida, e todo o amor depositado. Nunca terei formas plausíveis de agradecer por tudo.

Aos meus amores da CIEPEX, Camila, Klyvia, Vivianne, Swane, Jeane, Amanda, Gabys, Karol, Yasmin, Carlos, Prof. Alex, e aos meus companheiros aposentados da JEPEX, Gaby, Djalma, Daiane, Bruna, Adriely, João Alex, Samuel. A cada um de vocês a minha gratidão pela oportunidade de trabalharmos juntos, crescermos juntos profissionalmente e pela amizade compartilhada;

Ao grupo que foi formado no ano de 2018, Layanne, Virton, Giseli, Renan, Ana Patricia, Maiara, Leslie, agradeço de forma inexplicável. Um muito obrigado à Lilian por partilhar comigo momentos de alegria e luta durante o mestrado. Agradeço também a todos os amigos que o Departamento de Micologia me deu. Vocês foram capazes de mostrar que dentro de um sistema é possível existir pessoas dispostas a quebrá-lo. Gratidão por todo o cuidado e carinho.

À Fundação de Amparo à Ciência e Tecnologia de Pernambuco, FACEPE, pelo apoio financeiro durante o meu período no mestrado. Lembro o dia que saiu a notícia do resultado das bolsas, e estava certo de não realizar minha matrícula e cancelar o meu vínculo, já que fazer o mestrado sem bolsa era impossível para minha realidade. Até que recebo o aviso de que fui contemplado com uma bolsa e o resto é história, à FACEPE agradeço.

À Universidade Federal de Pernambuco, em especial ao Programa de Pós-graduação em Biologia de Fungos, por ter me acolhido todos os dias e por toda a instrução garantida, nada pode retirar hoje o que ganhei de vocês.

AWÊRY!

RESUMO

Fungos liquenizados são formados por associação simbiótica entre um micobionte e um fotobionte. Existem cerca de 20.000 espécies de fungos liquenizados identificadas, sendo 99% pertencentes ao filo Ascomycota e apenas 1% ao filo Basidiomycota. Essa associação possui um alto nível de interação, onde a sobrevivência dos organismos envolvidos depende da íntima ligação entre si, além de desempenharem diferentes papéis dentro do ecossistema. O objetivo principal deste trabalho foi avaliar o impacto antropogênico sobre comunidades de fungos liquenizados e seu status de conservação na Reserva Biológica (REBIO) de Pedra Talhada e no Parque Nacional e Histórico (PARNAH) Monte Pascoal. Foram realizadas seis excursões, quatro para REBIO de Pedra Talhada e duas para o PARNAH Monte Pascoal. Seis transectos foram percorridos em cada UC, sendo três transectos nas áreas naturais e três nas áreas antropizadas. Cada transecto foi dividido em cinco parcelas de 20 m × 20 m, totalizando 30 parcelas por UC. No total, foram coletadas amostras de fungos liquenizados de 180 árvores. As amostras foram removidas com auxílio de faca e martelo, acondicionadas em sacos de papel devidamente identificados, secas com auxílio de prensa botânica, e posteriormente montadas em exsicatas. Para a identificação das espécies, foram observados os caracteres micro e macroscópicos. Análises ecológicas foram realizadas por meio do *software R v. 3.5.3*, levando em consideração apenas duas coletas por UC. Coletaram-se 1.475 amostras de líquens: 522 amostras no PARNAH Monte Pascoal e 953 na REBIO de Pedra Talhada; 623 espécies distribuídas em 181 gêneros, foram identificadas, sendo 441 da REBIO de Pedra Talhada e 353 do PARNAH de Monte Pascoal. Destas, 525 são novos registros para as áreas estudadas, sendo 175 para o estado da Bahia, 307 para o estado de Alagoas, 40 para o Brasil, uma para a América do Sul e duas para a América. As análises ecológicas mostraram que não existem variações significativas na composição, riqueza e diversidade de fungos liquenizados entre as duas áreas estudadas. A curva de acumulação e o índice de extrapolação indicam que os valores de abundâncias total para as duas UCs não foram alcançados. Sendo assim, inventariar a composição da liquenobiota é de extrema importância para se conhecer a verdadeira riqueza destes espaços, e com isso contribuir para o estabelecimento de diretrizes para a conservação ambiental como mecanismo de preservação dessas áreas.

Palavras-chave: Composição de espécies. Ecologia. Floresta Atlântica. Líquens.

ABSTRACT

Lichenized fungi are formed by a symbiotic association between a mycobiont and a photobiont. There are about 20,000 species of lichenized fungi identified, 99% belonging to the phylum Ascomycota and only 1% to Basidiomycota. This association has a high level of interaction, where the survival of the organisms involved depends on the close connection between them, in addition to playing different roles in the ecosystem. The main objective of this work was to evaluate the anthropogenic impact on lichenized fungi communities and their conservation status at REBIO de Pedra Talhada and PARNAH Monte Pascoal. Six field trips were carried out, four to REBIO de Pedra Talhada and two to PARNAH Monte Pascoal. Six transects were covered in each UC, three transects in the natural and three in the disturbed area. Each transect was divided into five 20 m × 20 m plots, totaling 30 plots by UC. In total, samples of lichenized fungi were collected from 180 trees. The samples were removed with the aid of a knife and hammer, packed in properly identified paper bags, dried with the aid of a botanical press, and then assembled in exsiccates. For the identification of species, micro and macroscopic characters were observed. Ecological analyzes were performed using the software R v. 3.5.3, taking into account only two collections per UC. 1,475 lichen samples were collected, 522 samples for PARNAH Monte Pascoal and 953 for REBIO de Pedra Talhada. 623 species were identified, 441 species for REBIO de Pedra Talhada and 353 for PARNAH of Monte Pascoal, distributed in 181 genera. Of these, 525 are new records for the areas studied, 175 for the state of Bahia, 307 for the state of Alagoas, 40 for Brazil, one for South America and two for the American continent. Ecological analysis showed that there are no significant variations in species composition, richness and diversity between the two areas studied. The accumulation curve and the extrapolation index indicate that the total abundance values for the two parks have not been reached. Therefore, inventorying the composition of the lichenobiota is of utmost importance so that we can know the true richness of these areas, and thereby establish new rules for environmental conservation as a defense mechanism for these areas, and as a tool for establishing new conservation units.

Keywords: Species composition. Ecology. Atlantic Rainforest. Lichens.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1 -	Reserva Biológica de Pedra Talhada, Quebrangulo – AL	31
Figura 2 -	Parque Nacional e Histórico Monte Pascoal, Porto Seguro – BA	32
Figura 3 -	Distribuição dos seis transectos nas Áreas de coleta	33
Figura 4 -	Frequência de espécies de líquens por substrato coletado	60
Figura 5 -	Diagrama de Venn referente a riqueza de espécies identificadas na REBIO de Pedra Talhada e no PARNAH do Monte Pascoal	60
Figura 6 -	Especies de líquens comuns na REBIO de Pedra Talhada e no PARNAH do Monte Pascoal: A. <i>Cryptothecia striata</i> , B. <i>Graphis duplicata</i> , C. <i>Lecanactis epileuca</i> , D. <i>Malmidea atlântica</i> , E. <i>Mazosia carnea</i> , F. <i>Pyrenula rubromamillana</i>	61
Figura 7 -	Especies de líquens presentes apenas na REBIO de Pedra Talhada: A. <i>Anisomeridium subprostans</i> , B. <i>Cladonia ceratophylla</i> , C. <i>Fissurina nigrolabiata</i> , D. <i>Malmidea rhodopsis</i> , E. <i>Nigrovothelium tropicum</i> , F. <i>Xanthoparmelia monastica</i>	61
Figura 8 -	Especies de líquens presentes apenas no PARNAH Monte Pascoal: A. <i>Brigantiaea leucoxantha</i> , B. <i>Coniarthonia wilmsiana</i> , C. <i>Letrouitia vulpina</i> , D. <i>Myriotrema frondosum</i> , E. <i>Pyrgillus javanicus</i> , F. <i>Sarcographa fissurinoides</i>	62
Figura 9 -	Macro e micromorfologia de <i>Hafellia sp. nova</i> (A-C) e <i>Pterygiopsis sp. nova</i> (D); A. Apotécio (1 mm), B. Gotículas de óleo inspersa (30 µm), C. Ascosporo do tipo Callispora (75 µm), D. Talo da <i>Pterygiopsis sp. nova</i> (2 mm)	64
Figura 10 -	Perfil de Diversidade de espécies comparando as duas áreas de estudo	65
Figura 11 -	Abundância das espécies de fungos liquenizados nas áreas estudadas. A. Gráfico de abundância absoluta observada individualmente para cada área; B. Gráfico de abundância relativa observada individualmente para cada área; C. Gráfico de abundância total das espécies identificadas no presente estudo	65
Figura 12 -	Boxplot da ANOVA de Kruskal-Wallis comparando o valor de riqueza das duas áreas estudadas	68
Figura 13 -	Análise de coordenadas principais a partir da composição da liquenobiota nas unidades de conservação	68
Figura 14 -	Análise de Cluster da composição da liquenobiota por parcela dentro das unidades de conservação. As parcelas dos transectos antropizados e naturais em preto representam a REBIO de Pedra Talhada, e em azul estão representadas as parcelas dos transectos antropizados e naturais do PARNAH Monte Pascoal	70
Figura 15 -	(A) Curva de acumulação e (B) extrapolação de espécies de líquens na REBIO de Pedra Talhada observando a soma entre a área natural e antropizada	71
Figura 16 -	(A) Curva de acumulação e (B) extrapolação de espécies de líquens no PARNAH Monte Pascoal observando a soma entre a área natural e antropizada	72
Figura 17 -	Estimadores de riqueza na curva de acumulação de espécies de líquens identificadas na REBIO de Pedra Talhada	73
Figura 18 -	Estimadores de riqueza na curva de acumulação de espécies de líquens identificadas no PARNAH Monte Pascoal	74

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 -	Lista de espécies de líquens para a REBIO de Pedra Talhada e o PARNAH Monte Pascoal	36
Tabela 2 -	Valores de abundância absoluta (A.A.), Riqueza (S), Shannon (H') e abundância de Simpson (D) entre as áreas estudadas, e entre o estado natural e antropizado dos parques	64
Tabela 3 -	Análise de espécie indicadora de líquens nas áreas de coleta pelo método de Monte Carlos (P<0,05)	70

SUMÁRIO

1	INTRODUÇÃO	12
1.1	OBJETIVOS	14
1.1.1	Objetivo Geral	14
1.1.2	Objetivos Específicos	14
2	FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA	15
2.1	FUNGOS LIQUENIZADOS	15
2.1.1	Padrões Morfofisiológicos dos Fungos Liquenizados	16
2.1.1.1	Liquens Foliosos	17
2.1.1.2	Liquens Fruticosos	18
2.1.1.3	Liquens Crostosos	18
2.1.1.4	Estruturas de Reprodução Indireta	18
2.1.1.5	Estruturas de Reprodução Direta	20
2.1.2	Biologia dos Fungos Liquenizados	20
2.2	MATA ATLÂNTICA	22
2.2.1	Reserva Biológica de Pedra Talhada	25
2.2.2	Parque Nacional e Histórico Monte Pascoal	26
2.2.3	Fungos Liquenizados e o Meio Ambiente	27
3	METODOLOGIA	31
3.1	ÁREAS DE COLETA	31
3.2	COLETA DO MATERIAL BIOLÓGICO	32
3.3	IDENTIFICAÇÃO DAS AMOSTRAS COLETADAS	34
3.4	ANÁLISES ECOLÓGICAS	34
4	RESULTADOS	36
4.1	LIQUENOBIOTA DAS ÁREAS ESTUDADAS	36
4.2	NOVAS ESPÉCIES PARA CIÊNCIA	62
4.3	DIVERSIDADE, RIQUEZA E ABUNDÂNCIA	64
5	DISCUSSÃO	75
6	CONSIDERAÇÕES FINAIS	78
	REFERÊNCIAS	79

1 INTRODUÇÃO

Líquens, ou fungos liquenizados, são formados pela associação simbiótica de um organismo micobionte, fúngico, e por organismos fotobiontes, que podem ser uma cianobactéria e/ou alga verde (BRODO et al., 2001). Por mais de 140 anos, acreditava-se que essa associação era formada unicamente com esse padrão. Entretanto, atualmente sabe-se que em alguns líquens, existe um terceiro elemento e quarto elemento, leveduras do filo Basidiomycota, participando da simbiose (SPRIBILLE, 2016; JENKINS & RICHARDS, 2019). Existem cerca de 20.000 espécies de líquens identificados, sendo 99% desses formados por fungos do filo Ascomycota, e apenas 1% formado por fungos do filo Basidiomycota (JAKLITSCH et al., 2016).

A associação liquênica possui um alto nível de interação, onde a sobrevivência dos organismos envolvidos depende da íntima ligação entre si. Entretanto, o debate dentro da comunidade científica em relação a essa simbiose é constante. Alguns autores acreditam que se trata de um processo de mutualismo, onde todos os envolvidos são beneficiados, porém outros autores acreditam que a liquenização é um parasitismo controlado, onde o fungo é capaz de aprisionar o fotobionte e, com isso, retirar dessa associação o que for necessário para sua sobrevivência (MARCELLI, 2006). Também se pode pensar em simbiose como um consórcio de funções, dependências e dinâmicas na natureza, onde os diversos organismos envolvidos podem ser beneficiados de diferentes formas por essa relação (JENKINS & RICHARDS, 2019).

Cada organismo presente dentro de um espaço possui um papel de extrema importância, seja esse papel exclusivamente voltado à sua população ou ao espaço no qual está presente (TOWNSEND, 2010; PERONI & HERNÁNDEZ, 2011). Os fungos liquenizados, possuem diversos papéis como, por exemplo, servir de base alimentar para herbívoros, abrigo e moradia para pequenos invertebrados, atuar na fixação de nitrogênio no solo, além de acelerar o desgaste de rochas resultando na formação do solo (NASH, 2008). Além disso, os líquens vêm sendo utilizados como bioindicadores da qualidade do ar devido a sua sensibilidade à poluição atmosférica, podendo indicar degradação ou recuperação de um espaço (BRODO, 2001; MARTINS & MACHADO, 2012).

Estima-se que a diversidade global de fungos esteja entre 2.2 – 3.8 milhões de espécies, e até o momento apenas 120.000 espécies estão identificadas (HAWKSWORTH & LÜCKING, 2017). No entanto, a maior parte desses fungos encontra-se não identificadas, por tratar-se de espécies crípticas ou não apresentarem estruturas, além das hifas e micélios, para que possam

ser corretamente identificadas. Outro fator são as áreas ainda pouco ou não exploradas, mas que são conhecidas como grandes potenciais de biodiversidade, como por exemplo as regiões tropicais e os *hotspots* de biodiversidade (HAWKSWORTH & LÜCKING, 2017). Sabe-se que a diversidade de espécies liquênicas difere de acordo com a área onde estão presentes, seja em ambientes naturais, como a Mata Atlântica (CÁCERES et al., 2007), ou em áreas urbanas (MARTINS & MACHADO, 2012). Como consequência, ao longo dos anos, alguns trabalhos sobre fungos liquenizados foram realizados, nas regiões Sul e Sudeste do país (KÄFFER et al., 2010, 2011; MARTINS & MACHADO, 2012) e também na região Nordeste (CÁCERES et al., 2000, 2007, 2008a,b; LIMA 2013; MENEZES, 2013; XAVIER-LEITE, 2013; MENDONÇA, 2014; SILVA; 2015).

Por mais notável que seja o conhecimento sobre os diversos grupos fúngicos já produzido, acerca da abundância e diversidade em áreas de Mata Atlântica, esse conhecimento é insuficiente, dada a vastidão deste bioma (MARQUES et al., 2008). Parte desse desconhecimento é efeito direto do intenso processo de fragmentação dessas áreas, historicamente sofridas durante o processo de colonização e organização dos primeiros centros urbanos e, atualmente, devido às contínuas atividades antrópicas ainda realizadas nesses espaços (PEREIRA, 2009). Para fungos liquenizados, essa constante redução de espaço é extremamente negativa, já que são os primeiros a sofrerem com as interferências no ambiente e o processo de recuperação da comunidade liquênica é lenta, levando até mesmo décadas (CONTI & CECCHETTI, 2001; LEMOS et al., 2007; CÁCERES et al., 2017).

A Mata Atlântica é caracterizada por ser um dos biomas com maior biodiversidade no mundo, no entanto, é um dos mais ameaçados pela ação antrópica, restando cerca de 28% da sua cobertura original (REZENDE et al., 2018). A intensa degradação levou esse bioma a ser considerado o mais ameaçado do Brasil (THOMAZ, 2010). Neste contexto, a caracterização e a análise da composição de espécies de líquens em áreas conservadas e antropizadas na Mata Atlântica do Nordeste, podem incrementar o conhecimento sobre a diversidade de fungos liquenizados no país e auxiliar na definição de políticas públicas de conservação desses organismos e dos ambientes onde ocorrem.

1.1 OBJETIVOS

1.1.1 Objetivo Geral

Avaliar o impacto antropogênico sobre as comunidades de fungos liquenizados e seu status de conservação na Reserva Biológica de Pedra Talhada e no Parque Nacional e Histórico Monte Pascoal, Mata Atlântica do Nordeste brasileiro.

1.1.2 Objetivo Específicos

- Inventariar os grupos de fungos liquenizados em áreas preservadas e antropizadas, detectando possíveis espécies indicadoras de distúrbios;
- Identificar os fatores bióticos e abióticos que determinam a riqueza, a abundância e a composição das espécies de fungos liquenizados nas áreas estudadas;
- Verificar os graus de endemismo e diferenças entre a composição de espécies na Reserva Biológica de Pedra Talhada (AL) e no Parque Nacional e Histórico do Monte Pascoal (BA);
- Contribuir com a preservação *ex situ* (em herbários e banco de dados de DNA) da diversidade e do patrimônio genético de fungos liquenizados;
- Divulgar os resultados em revistas e eventos científicos, assim como, produzir um guia de campo online;
- Formação de recursos humanos especializados em taxonomia e ecologia de fungos liquenizados.

2 REVISÃO DE LITERATURA

2.1 FUNGOS LIQUENIZADOS

A origem e a natureza dos fungos liquenizados foi um tópico controverso para os primeiros naturalistas, que classificavam os fungos liquenizados como plantas no século 17 (HAWKSWORTH, 2015). Erik Acharius (1798), botânico sueco considerado o pai da Liquenologia, introduz ao mundo no século 18 um estudo completo sobre algumas espécies de líquens abrindo espaço para novos estudos. Em especial, seus estudos possibilitaram a introdução do gênero *Acharius* inicialmente entendido como um organismo formado apenas por água e ar (LUYKEN, 1809). Entretanto, sabia-se que este gênero era diferente das algas, até então identificadas, e dos fungos tradicionalmente estudados (ACHARIUS, 1810). Contudo, ainda não era claro do que se tratava, sendo posteriormente o termo simbiose introduzido por Frank (1876) para fungos liquenizados como resultado de seus estudos de taxonomia com líquens crostosos (HAWKSWORTH, 2015). O termo líquen vem do grego, λείχειν leichein, e refere-se à forma de crescimento do organismo ao substrato (NAYAKA, 2014).

Por muito tempo, líquen vem sendo tratado como uma associação simbiótica formada pela íntima relação entre um organismo micobionte, e um organismo fotobionte, microalga ou cianobactéria (BRODO et al., 2001). Entretanto, alguns gêneros apresentam a presença de um terceiro elemento e até mesmo um quarto, diferentes leveduras de Basidiomycota, atuando no estabelecimento do processo de liquenização (SPRIBILLE, 2016; JENKINS & RICHARDS, 2019). Sendo assim, o talo liquênico pode ser pensado como um complexo ecossistema no lugar de um simples organismo (FARRAR, 1976), ou até mesmo considerado como um consórcio de espécies com funções e dinâmicas variadas, onde os diversos organismos envolvidos podem ser beneficiados de diferentes formas por essa relação (JENKINS & RICHARDS, 2019).

O talo liquênico é um sistema relativamente estável e bem organizado, apresentando diferentes padrões morfológicos (KUSMORO, 2019). Os padrões morfológicos mais conhecidos são os crostosos, foliosos e fruticosos (NASH, 2008). A função principal do fotobionte é fornecer fotoassimilados na forma de carboidratos para o micobionte, e o micobionte por sua vez oferece proteção contra exposição excessiva à luz, raios UV, herbivoria e aumento na absorção de água (NASH, 2008; KUSMORO, 2019).

Fungos liquenizados possuem a capacidade de crescer em diferentes e extremas condições ambientais, com variações de altitude e latitude, sendo encontrados nos pólos, regiões tropicais e temperadas, regiões desérticas e diferentes biomas (BOUSTIE & GRUBE, 2005; SEMINARA, 2018). São capazes de crescer em diferentes substratos naturais como rocha

(saxícolas), madeira (corticícolas), folhas (foliícolas), solo (terrícolas) (SEMINARA, 2018), dominando assim aproximadamente 8% de todo o ecossistema terrestre (BRODO et al., 2001), e são capazes de crescer em substratos artificiais como couro, cimento, vidro e plástico (SCHROETER & SANCHO, 1996; LÜCKING, 1998; SAXENA, 2004). O crescimento desses organismos é bastante lento, especialmente espécies de líquens crostosos, podendo crescer milímetros até poucos centímetros ao ano (HALE, 1959; ARMSTRONG & BRADWELL, 2010; SEMINARA, 2018).

Estima-se que a diversidade global de fungos esteja entre 2.2 – 3.8 milhões de espécies, e até o momento apenas 120.000 espécies estão identificadas (HAWKSWORTH & LÜCKING, 2017). Deste total, cerca de 20.000 espécies de líquens se encontram identificadas, onde 99% dos seus representantes são formados por fungos do filo Ascomycota, e apenas 1% formado por fungos do filo Basidiomycota (JAKLITSCH et al., 2016). Observando a perspectiva global de diversidade é possível inferir que parte da riqueza total de líquens se encontra desconhecida. Parte desse desconhecimento é devido a diferentes fatores, como número elevado de espécies crípticas, ausência de coleções de referência, ambientes poucos explorados e ausência de trabalhos nos *hotspots* de biodiversidade (HAWKSWORTH & LÜCKING, 2017).

O Brasil está localizado na região tropical, sendo o quinto país mais vasto, ocupando 5,7% da superfície emersa da terra e 47,3 % de toda América do Sul (CAMPANILI & SCHÄFFER, 2010). Consequentemente, a Mata Atlântica é um dos maiores *hotspots* do mundo, apresentando uma imensa possibilidade de fungos liquenizados ainda a serem descobertos. Estudos têm sido realizados ao longo dos últimos anos, nas regiões Sul e Sudeste do país (KÄFFER et al. 2010, 2011; MARTINS & MACHADO, 2012) e também na região Nordeste (CÁCERES et al. 2000, 2007, 2008a,b; LIMA 2013; MENEZES 2013; XAVIER-LEITE 2013; MENDONÇA 2014; SILVA, 2015), contribuindo para mudança desse cenário de desconhecimento trazendo à ciência novas espécies e registros de fungos liquenizados.

2.1.1 Padrões Morfofisiológicos dos Fungos Liquenizados

Um a cada cinco espécies de fungos é encontrado na forma liquenizada, de origem polifilética e taxonomicamente diversa, sendo macrolíquens e microlíquens (HONEGGER, 1993). Fungos liquenizados formam diferentes estruturas vegetativas, com diferentes níveis de complexidade (ASPLUND & WARDLE, 2016). A aparência do talo liquênico é determinada primariamente pelo micobionte, porém poucas espécies possuem o talo determinado pelo

fotobionte, por exemplo, *Coenogonium*, *Ephebe*, *Cystocoleus* e *Racodium* (BÜDEL & SCHEIDEGGER, 2008).

A maior parte dos fungos liquenizados se reproduz de forma indireta (sexuada ou teleomorfa), e quando esse processo acontece é necessário reestabelecer o processo simbiótico ao encontrar o parceiro em vida livre (HONEGGER, 1993). Outra parte dos representantes se reproduz de forma direta (assexuada ou anamorfa), com a produção de sorédios e isídios, onde parte do fungo é fragmentada e dispersada com o próprio fotobionte (HONEGGER, 1993, XAVIER FILHO, 2006). Em geral, líquens apresentam crescimento lento e algumas espécies possuem vida curta, com duração de meses, enquanto outras espécies podem sobreviver por mais de mil anos (HONEGGER, 1993).

Outra característica interessante sobre os fungos liquenizados é a capacidade de sobreviver em baixas concentrações de água, característica de carorganismos poiquilohídricos, e, dependendo do nível de água disponível, são capazes de entrar e sair de estágio de dormência reativando toda a sua fisiologia (HONEGGER, 1993; LAKATOS et al., 2006; NASCIMBENE & MARINI, 2015). Sendo assim, os líquens conseguem suportar períodos prolongados de dissecação, e algumas espécies também suportam períodos prolongados de exposição à luz solar (HONEGGER, 1993), dependendo do tamanho do talo e da demanda hídrica. Estabelecer uma relação equilibrada entre a morfologia e as demandas fisiológicas é um processo vantajoso de controle e estabelecimento do organismo no ambiente, vantagem esta, presente nos líquens corticícolos em geral (LAKATOS et al., 2006).

2.1.1.1 Líquens Foliosos

Líquens foliosos encontram-se parcialmente aderidos ao substrato, com auxílios de estruturas fixadoras chamadas rizinas; possuem estrutura laminar, organização dorsiventral com porção superior e inferior do talo bastante organizado, às vezes divididos em lobos (KÄFFER, 2005; BÜDEL & SCHEIDEGGER, 2008). Líquens foliosos variam no tamanho do talo, em especial na natureza, e na forma da margem, algumas espécies podem ter margem inteira ou apresentar lacínias, por exemplo, no lugar de lobos (ARMSTRONG, 2011). Estudos sobre os efeitos do meio ambiente no crescimento de líquens foliosos, em laboratório e em campo, têm mostrado que diferentes influências ambientais, sazonalidade, microclima e substrato, por exemplo, interferem de modo positivo ou negativo no crescimento e na forma desses líquens (KERSHAW & MILLBANK, 1970; ARMSTRONG, 2011).

2.1.1.2 Líquens Fruticosos

O talo dos líquens fruticosos é formado por ramos e apresentam diferentes formas, variando de simples, a cilíndrico e achatado, podendo ser facilmente reconhecidos por sempre estarem destacados em relação ao substrato (BÜDEL & SCHEIDEGGER, 2008; ASPLUND & WARDLE, 2016). Segundo Sanders & Howe (2015), os líquens fruticosos são uma das formas vegetativas mais complexas criadas por microrganismos. O talo em geral pode se apresentar na forma dorsiventral, por exemplo em *Evernia prunastri*, ou como na maioria, o talo apresenta distribuição simétrico radial ao substrato, como observado em *Usnea* e *Ramalina* (BRODO, 2001; BÜDEL & SCHEIDEGGER, 2008). Os líquens fruticosos são encontrados em diferentes substratos, desde o córtex de árvores até rochas, aderidos ao substrato em poucos pontos de fixação, e também em diferentes condições climáticas, de regiões desérticas até florestas úmidas (BÜDEL & SCHEIDEGGER, 2008; SANDERS & HOWE, 2015).

2.1.1.3 Líquens Crostosos

Líquens crostosos podem ser facilmente reconhecidos pela presença ou ausência da camada de córtex superior (camada formada pela aglutinação da hifa fúngica), e por estarem intimamente aderidos ao substrato pelas hifas que compõem a medula do fungo, já que o córtex inferior é ausente. Sendo assim, não podem ser removidos do substrato sem causar algum dano moderado (BÜDEL & SCHEIDEGGER, 2008; PARDOW et al., 2010). Líquens crostosos com córtex superior apresentam um talo liquênico de aparência lisa e brilhosa como observado em *Porina*, *Myriotrema* e *Thelotrema* (PARDOW et al., 2010). Porém, nos representantes que não possuem córtex superior, por exemplo *Chiodecton*, *Cryptothecia* e *Herpothallon*, o talo liquênico não possui brilho, geralmente apresenta cor branca e é do tipo bissóide (LAKATOS et al., 2006; PARDOW et al., 2010). Esses líquens são abundantes em regiões tropicais, sendo a razão principal a alta adaptabilidade às microcondições climáticas nos espaços onde estão presentes, região de borda ou mata fechada (LAKATOS et al., 2006; PARDOW et al., 2010). Entretanto, o crescimento dos líquens crostosos é bastante lento, comparado com líquens foliosos por exemplo, especialmente em ambientes que tenham altas latitudes e altitudes (ARMSRONG & BRADWELL, 2010).

2.1.1.4 Estruturas de Reprodução Indireta

Comumente, em ascolíquens, os tipos de estruturas sexuadas que se podem encontrar são apotécios, lirelas e peritécios. Apotécios apresentam formato discoide, aberto (ALEXOPOULOS, 1996), e apresentam duas formas básicas: apotécios do tipo lecanorine, com margem oriunda do talo líquênico, e lecidine, quando a margem é oriunda do corpo de frutificação e apresenta carbonização; quando não são carbonizados são chamados de biatorine (BÜDEL & SCHEIDEGGER, 2008). Alguns apotécios, identificadas como lirelas, sofreram processos de modificação ao longo da evolução e passaram a ser alongados, às vezes simples ou ramificados (BRODO, 2001), podendo ser categorizados em quatro tipos, de acordo com a apresentação no talo, sendo consecutivamente: imerso, parte do himênio superior mais ou menos nivelado à altura do talo; erumpente, himênio superior acima do nível do talo e a porção inferior abaixo do nível do talo; proeminente, himênio completamente acima do nível do talo; séssil, lirela aderida apenas pela base do ascocarpo (LÜCKING et al., 2009). O peritécio por sua vez é uma estrutura globosa, parcialmente fechada com uma abertura chamada ostíolo por onde saem os ascósporos, que podem ser encontrados imersos ou não ao talo líquênico (ALEXOPOULOS, 1996; BÜDEL & SCHEIDEGGER, 2008).

É nos ascomas que são formados os ascos, célula única que pode ser cilíndrica, globosa, claviforme, entre outras formas, onde são formados os ascósporos, células reprodutivas (ALEXOPOULOS, 1996). Os ascos líquênicos tendem a maturar de forma lenta, já que a maior parte da energia produzida é capturada pelo fotobionte (KENDRICK, 2000). A variação morfológica do asco, que pode ser, prototunicado, unitunicado, bitunicado, ou fissitunicado, possui papel fundamental na classificação das espécies de Ascomycota (BÜDEL & SCHEIDEGGER, 2008). Ascósporos variam de tamanhos e formas, amerosporos, didimosporos ou dictiosporos, cores e ornamentação da parede, além de outras características, sua principal função é a geração de novos indivíduos após a sua dispersão (ALEXOPOULOS, 1996; KENDRICK, 2000).

Para basidiolíquens, poucas espécies são conhecidas e em nenhuma delas é formado um talo líquênico especializado (BÜDEL & SCHEIDEGGER, 2008). Todos os basidiolíquens conhecidos fazem parte da classe *Agaricomycetes* (OBERWINKLER, 2012) e, em geral, o corpo de frutificação varia nas seguintes formas: ressupinado, como em *Dictyonema*, clavarioide, como em *Multiclavula*, ou agaricoide, como em *Omphalina* (BÜDEL & SCHEIDEGGER, 2008). A produção de basidioma é esporádica, e temporária (OBERWINKLER, 2012), podendo ser influenciada por fatores ambientes, como a sazonalidade, como ocorre na maioria dos Basidiomycota. Os basidiósporos são do tipo holobasídio, e a quantidade de basidiósporos produzida por um único basidioma pode ser

numerosa, requerimento necessário para dispersão do organismo no ambiente (BÜDEL & SCHEIDEGGER, 2008; OBERWINKLER, 2012).

2.1.1.5 Estruturas de Reprodução Direta

A estrutura de reprodução direta consiste em um sistema de propagação por meio da fragmentação do talo líquênico, e cada fragmento, ao se desprender, é capaz de gerar novos indivíduos (ALEXOPOULOS, 1996). As duas formas dessas estruturas vegetativas mais conhecidas são os sorédios e os isídios. Sorédios consistem em células do fotobionte envolvidas por hifas do micobionte (BÜDEL & SCHEIDEGGER, 2008), com a dispersão realizada na maioria das vezes por ação de animais, vento e, em alguns casos por gotas de chuva (ALEXOPOULOS, 1996).

Os isídios são estruturas formadas também por hifas fúngicas e células do fotobionte projetadas sobre o talo, podendo ocorrer na forma cilíndrica, simples ou ramificada; também são dispersos por animais, vento e água (ALEXOPOULOS, 1996; BÜDEL & SCHEIDEGGER, 2008). No geral, os isídios são encontrados espalhados por todo o talo com tamanho variando entre 30 µm e 1mm; além de servirem como mecanismo de reprodução, aumentam a área de absorção de todo o líquen (BÜDEL & SCHEIDEGGER, 2008).

Em basidiolíquens, especificamente nas espécies *Dictyonema melvinii* e *Dictyonema ligulatum*, são encontradas estruturas simples, semelhantes a isídios (CHAVES et al., 2004), e em *Acantholichen* há estruturas que se assemelham a sorédios (OBERWINKLER, 2012), trazendo assim mais uma possibilidade de reprodução às espécies dentro do grupo.

2.1.2 Biologia dos Fungos Liquenizados

Fungos liquenizados são organismos cosmopolitas e podem ser encontrados em diferentes ambientes e espaços. Em espaços naturais, a abundância desses simbioses pode ser observada devido à adição de padrões geométricos e variadas colorações no ambiente, sendo toda essa variação de cor resultado dos inúmeros compostos secundários produzidos (BOUSTIE, 2005). Entretanto, estão na lista dos organismos mais sensíveis a grandes variações climáticas (NASCIMBENE, 2015), assim como a altas concentração de CO₂ e enxofre por exemplo (BRODO, 2001). Sendo assim, os fungos liquenizados veem sendo utilizados em estudos de biomonitoramento da qualidade do ar, a partir da presença ou ausência de espécies

tolerantes a concentrações dos poluentes, já que a liquenobiota pode ser alterada devido a mudanças sofridas no ambiente (SUJETOVIENÉ, 2015).

Para sobreviver às influências ambientais, naturais ou não, os líquens produzem substâncias químicas eficientes para sua defesa e estabelecimento no ambiente, sendo capazes de sintetizar uma grande variedade de metabolitos secundários, a maioria dessas substâncias exclusivas para o grupo (MOLNÁR & FARKAS, 2010). Alguns estudos comprovam que essas substâncias apresentam diferentes atividades biológicas, tais como: atividade antimicrobiana, antitumoral, antiviral, antioxidante, antifúngica, inseticida natural, entre outras possibilidades (BHATTACHARYYA et al., 2016; FURMANEK et al., 2019).

Líquens também são considerados organismos pioneiros no processo de sucessão ecológica. Sendo um dos primeiros organismos a aparecer no ambiente, juntos com crostas de microalgas e musgos, competem com outros organismos posteriormente por espaço e por nutrientes disponíveis, e ao mesmo tempo estabelecem condições para que organismos subsequentes possam chegar e se estabelecer (SHURE & RAGSDALE, 1977; HU & LIU, 2003; BJELLAND, 2011; FAVERO-LONGO, 2012; BUMA et al., 2019). Em geral, os ascósporos germinam sobre o novo substrato e produzem um micélio simples até que a hifa encontre a crosta de microalga e o processo de liquenização seja retomado (SHURE & RAGSDALE, 1977; HU & LIU, 2003). Esse processo de recuperação do espaço é longo e requer que vários fatores, ambientais e nutricionais, estejam completamente alinhados para que possa ocorrer, e dependendo das condições ambientais a cobertura líquênica pode variar consideravelmente (FAVERO-LONGO, 2012). Uma vez estabelecidos, os fungos liquenizados podem permanecer no ambiente dominado ou desaparecer, dando espaço para novos organismos; entretanto é preciso pensar que a sucessão ecológica pode ser um processo direcional ou não, dependendo das condições do espaço e dos nutrientes disponíveis (FAVERO-LONGO, 2012; BECK, 2019).

Como efeito do processo de sucessão ecológica, os fungos liquenizados são capazes de cobrir rochas, dos mais variados tamanhos, e ao mesmo tempo participam no processo de erosão física e química dessas rochas. As hifas fúngicas se aderem às rochas, nos espaços vazios entre as partículas rochosas, onde ocorre o crescimento do talo e a reprodução, e o processo é denominado erosão física das rochas (CHEN, 2000; MAHANEY, 2013). A solubilização dos compostos minerais das rochas é chamada de erosão química, e esse processo pode ser causado por diferentes fatores, sendo os mais comuns o extravasamento das substâncias secundárias produzidas pelos líquens, através de trocas gasosas e a produção de ácido oxálico (CHEN, 2000). Essa quebra das rochas em partículas menores contribui com o processo de formação

e manutenção do solo, criando espaço para novos organismos, na sucessão ecológica, se desenvolverem.

É comumente difundido que os fungos liquenizados servem como proteção para pequenos invertebrados e até mesmo de alimento para pequenos e grandes herbívoros, como o veado-da-Virgínia, durante o inverno (DITCHKOFF & SERVELLO, 1998). Algumas espécies de líquens são bastante utilizadas na alimentação em países asiáticos, (WANG et al., 2001), comercializados na Índia para uso medicinal (UPRETI et al., 2005), e estão presentes em cascas comercializadas em mercados utilizadas em chás, potencializando o efeito fitoterápico (TRIGUEIROS, 2013); No Nepal, são usados na medicina, como alimento, em rituais espirituais e na decoração por indígenas (DEVKOTA et al., 2017). Fungos liquenizados também são utilizados na produção de fixadores de perfume e óleo essencial, na produção de papel tornassol e como opção de corante para tecidos (XAVIER FILHO et al., 2006).

Outras aplicabilidades, não tradicionais, de líquens tem se tornado um campo em exploração, a exemplo da paleomicologia, que busca entender os processos evolutivos do planeta tendo como base organismos fúngicos, e a ciência forense, na reconstrução de cenas criminais (HAWKSWORTH et al., 2011; WILTSHIRE, 2016). De fato, com toda essa plasticidade, os estudos aplicados, com os fungos liquenizados, têm aumentado na última década. Além disso, o desejo de novos produtos, pela indústria, que apresentem maior eficiência que os atuais disponíveis e com a produção sem gerar custos para a indústria, tem feito dos fungos liquenizados uma ferramenta biotecnológica deverá ultrapassar nos próximos anos as barreiras limitantes atuais.

2.2 MATA ATLÂNTICA

Originalmente a Mata Atlântica cobria 1,3 km², totalizando 15% do território nacional, sendo a segunda maior floresta pluvial tropical do continente Americano, e abrangendo 17 estados brasileiros. A maior parte da região litorânea está recoberta por esse bioma, representando o terceiro maior bioma do Brasil, perdendo apenas para a Amazônia com 4,1 km² e o Cerrado com 2,03 km² (TABARELLI et al., 2005; SANTOS, 2010). A Mata Atlântica é um dos biomas mais ameaçados por ação antrópica, além de um dos maiores *hotspots* de biodiversidade do mundo; é bastante difundido que atualmente restam apenas 8% da sua cobertura original (SANTOS, 2010), entretanto novos estudos mostram que a cobertura restante atual do bioma é de 12,4% (SOS Mata Atlântica, 2018), ou de 28% de toda a sua cobertura original (REZENDE et al., 2018). Estima-se que 70% da população brasileira habitam áreas da

Mata Atlântica, mantendo assim o seu valor histórico, social e ambiental, além de ser reconhecida como Patrimônio Nacional pela Constituição Federal brasileira, art. 255 (VARJABEDIAN, 2010).

Em geral, o solo na Mata Atlântica é bastante raso, pobre em nutrientes e minerais, pouco ensolarado, devido à copa fechada formada pelas árvores de grande porte em áreas naturais, bastante úmido, rico em matéria orgânica, formada basicamente pela serapilheira, favorecendo assim o surgimento de fungos e bactérias (SANTOS, 2010). Os principais relevos onde estão incluídas as áreas de Mata Atlântica são as formações de Planícies e Terras Baixas Costeiras, Serras e Planaltos do Leste e Sudeste, e o Planalto Meridional (FRANÇA FILHO, 2016). O índice pluviométrico está acima de 1.000 mm³/ano, entretanto com estações anuais bastante marcantes, entre período chuvoso e seco (PEREIRA, 2009).

Apresentando uma composição heterogênea, diferentes zonas climáticas e formações vegetais diversificadas – tropicais à subtropicais - conferindo assim a segunda área mais rica em fauna e flora do Brasil, onde essa grande variação de temperatura, e a influência da umidade trazida pelo mar, são os principais responsáveis pela vasta diversidade presente na Mata Atlântica (PEREIRA, 2009; SANTOS, 2010). Atualmente, a Mata Atlântica é composta por um mosaico florestal e ecossistemas associados, criando assim uma fitofisionomia e tipologia variada que inclui: Floresta Ombrófila Densa, Aberta e Mista; Floresta Estacional Decidual e Semidecidual; Savana; Savana-Estépica; Estepe; Áreas de Formações Pioneiras; Áreas de tensão Ecológica e Refúgios Vegetacionais (SOS Mata Atlântica, 2018). As áreas de Mata Atlântica podem ser divididas em Mata Primária - quando não há sinais de que sofreu alguma ação negativa, sendo ela antrópica ou natural, e apresentando árvores de grande porte, com lianas e plantas epífitas, e a Mata Secundária, também conhecida como Capoeira, de áreas mais abertas e com plantas mais baixas e finas, com poucas lianas e plantas epífitas, e que em geral podem ser encontradas em vários estágios de regeneração (PEREIRA, 2009).

Ainda é possível encontrar, na Mata Atlântica, regiões compostas por matas residuais, envoltas por Caatinga, que apresentam uma altitude variável, de 700 a 1.200 m, e condições climáticas favoráveis, regiões onde ocorre maior fluxo de precipitação com regularidade, denominadas Brejos que podem de altitude, exposição, pé-de-serra, vale e ciliares, formados por vegetações remanescentes de regiões mais úmidas do passado; no total, 20 enclaves podem ser encontrados na região Nordeste (ANDRADE, 1986; CAVALCANTI, 2005; PEREIRA, 2009). Pela composição de espécies vegetais e animais, essas formações são as ligações que indicam a correlação de espécies encontradas na Mata Atlântica e na Floresta Amazônica, onde em um período geológico passado (Cretáceo Superior - entre 100 a 65 milhões de anos atrás),

tudo era uma única e grande floresta, a Floresta Gonduânica (CAVALCANTI, 2005). Apenas no Pleistoceno (1,8 milhão até 10 mil anos atrás), as primeiras grandes variações ambientais e diferentes composições fitofisionômicas começaram a surgir como resultados dos grandes processos de variação climática, sendo a glaciação de Würn a mais influente nesse processo (CAVALCANTI, 2005). Assim, foi gerado um espaço incomum ao padrão esperado na Caatinga e semelhante à Floresta Amazônica. Essas diferenciações climáticas associadas a diferentes padrões florestais são as principais influências na diversidade e distribuição de espécies de líquens (BENÍTEZ et al., 2012).

A porção atual da Mata Atlântica é o resultado direto do intenso processo de fragmentação dessas áreas, historicamente sofridas durante o processo de colonização do Brasil e organização dos primeiros centros urbanos e, atualmente, devido às contínuas atividades antrópicas ainda sofridas nesses espaços (PEREIRA, 2009). Na década de 1970, devido à construção de novas estradas e a instalação de indústrias nos interiores, esse processo de desmatamento intensificou-se consideravelmente, sendo as áreas florestadas o alvo principal da exploração em busca de madeira, tendo como consequência a abertura de espaços para criação de áreas de pastagem, área para criação de gado e plantação de eucalipto (ALMEIDA et al., 2011). Entre 1989 e 2000, cerca de 10% da cobertura remanescente foi completamente perdida (TABARELLI et al., 2005).

A intensa degradação levou esse bioma a ser considerado o mais ameaçado do Brasil (THOMAZ, 2010). A perda dos ligamentos florestais acarreta consideráveis mudanças na estrutura e dinâmica das populações, diminuindo consideravelmente o potencial de dispersão, colonização e do fluxo gênico (SANTOS et al., 2013). Para líquens, essa constante redução de espaço é extremamente negativa, já que são os primeiros organismos a sofrer com as interferências no ambiente e o processo de recuperação da comunidade líquênica é lento, levando até mesmo décadas (CONTI & CECCHETTI, 2001; LEMOS et al., 2007; CÁCERES et al., 2017).

Como resposta a esses processos de degradação leis e projetos ambientais voltados para conservação, preservação, proteção e recuperação dos espaços remanescentes de Mata Atlântica foram criados. Por exemplo, em 1934 foi implementado e em 1965 reformulado, o Código Florestal Brasileiro que definia as áreas mínimas de mata nativa a serem protegidas. Em 1988 com a nova constituição federal, a conservação da biodiversidade passou a ser de responsabilidade da União, do Estado e dos Municípios (SANTOS, 2010). Outra medida foi a criação do Programa Nacional de Biodiversidade, em 1996, de responsabilidade do Ministério do Meio Ambiente, apoiado pelo Banco Mundial e pelo *Global Environment Facility*, tendo

como principal objetivo a conservação do Bioma Mata Atlântica (TABARELLI et al., 2005). Em 2000, surge o Sistema Nacional de Unidades de Conservação da Natureza (SNUC), Lei nº 9.985, estabelecendo critérios e normas para que novos parques de conservação fossem implementados (FRANÇA FILHO, 2016). Outro movimento importante, em 2006, foi a Lei da Mata Atlântica, com o objetivo de gerenciar a utilização e preservação da vegetação nativa. Em 2009, surge o PACTO da Mata Atlântica, movimento criado em esfera nacional e com participação de todos os setores da sociedade, com o objetivo de acelerar o processo de restauração das áreas devastadas de Mata Atlântica (FRANÇA FILHO, 2016).

O primeiro Parque Nacional de preservação foi criado em 1937, na cidade de Itatiaia e, nos últimos anos, o número de Unidades de Conservação devidamente registradas tem aumentado. Atualmente, o Brasil conta com 433 Unidades de Conservação voltados ao Bioma Mata Atlântica, divididas nas mais diversas categorias como Parque Estadual, Reserva Biológica, Parque Nacional e Histórico, Corredor Ecológico e outros (PEREIRA, 2009; ISA, 2019).

Estudos voltados ao entendimento de áreas que sofreram longos processos de fragmentação tem sido cada vez mais importante em espaços com potencial elevado de biodiversidade (LANDAU, 2003), e contribuem para compreensão dos padrões de distribuições desses organismos ainda presentes nesses espaços. Entretanto, informações sobre a abundância e a diversidade dos líquens em áreas de Mata Atlântica são insuficientes (CACERES et al., 2017), abrindo espaço para novos estudos que visem preencher essa lacuna sobre conhecimento da composição e riqueza da liquenobiota.

2.2.1 Reserva Biológica de Pedra Talhada

A Reserva Biológica de Pedra Talhada, localizada na divisa entre Alagoas e Pernambuco, é uma unidade de conservação pertencente às duas unidades federativas e possui 4.469 hectares de área de Mata; 60% da reserva localiza-se no estado de Alagoas e o restante localiza-se no estado de Pernambuco (TSCHARNER et al., 2015). Criada em 18 de agosto de 1985 como Parque Estadual, pelo Decreto de nº 6551, em 13 de dezembro de 1989 passa a ser Reserva Biológica de Pedra Talhada pelo Decreto nº 98.524 (COMAN/ICMBIO, 2017). A REBIO é uma das principais áreas de Mata Atlântica dos estados de Alagoas e Pernambuco, situada em área de transição entre Caatinga e Floresta Estacional, sendo um importante corredor ecológico do Nordeste (COMAN/ICMBIO, 2017).

Considerado um Brejo de Altitude, formação ombrófila submontanhosa, a área é favorecida climaticamente devido à localização geográfica, no Planalto da Borborema, que impede a ida da umidade em direção ao mar aumentando a chance de chuvas na área (ANDRADE, 1986; PEREIRA, 2009; NUSBAUMER et al., 2015). Em geral, o relevo é acidentado, dividido em padrões fitofisionômicos diferentes, com altitude variando entre 459 e 883 m (TSCHARNER et al., 2015). Os meses de maio, junho e julho são os de maior volume pluviométrico, chegando a pouco mais de 250 mm/mês, enquanto os meses entre outubro e fevereiro apresentam um menor volume pluviométrico, denominado de período seco, com aproximadamente 50 mm/mês (TSCHARNER et al., 2015). As principais fitofisionomias da REBIO são Floresta Estacional Semidecidual, Floresta Ombrófila e Matas Ciliares, divididas em cinco zonas: intangível, primitiva, de recuperação, de uso especial e de uso extensivo (COMAN/ICMBIO, 2017).

Atualmente a reserva encontra-se em expansão de sua área, mas parte do entorno é formado por grandes propriedades privadas, focadas na criação de gado, e por pequenos agricultores, com agricultura familiar e de subsistência, porém a limpeza dessas áreas, para plantio ou pastagem, é realizado por meio da queima sendo essa atividade um risco antrópico para a REBIO (COMAN/ICMBIO, 2017); além disso, sinais de queimadas dentro da REBIO e armadilhas de caçadores, na busca de animais silvestres para comércio ou alimentação, ainda são bastante frequentes e puderam ser observadas durante as expedições a REBIO. Outras atividades constantes são a extração ilegal de madeira com alto valor econômico, queimadas criminosas dentro e no entorno do parque, retiradas de espécies vegetais nativas e extração ilegal de mel de abelhas nativas (COMAN/ICMBIO, 2017).

2.2.2 Parque Nacional e Histórico Monte Pascoal

O Parque Nacional e Histórico Monte Pascoal, criado pelo Decreto Federal nº 242 - 29/11/1961, encontra-se situado no extremo sul do estado da Bahia, sendo parte do município de Porto Seguro e próximo à cidade de Itamarajú, com área total de 22.500 hectares de área preservada (IDBF, 1979). O PARNAH Monte Pascoal é área do Bioma Mata Atlântica, tendo como vegetação predominante a Floresta Tropical Pluvial, e sua fitofisionomia assemelha-se à da Hileia Amazônica, formada por vegetação densa e exuberante, com clima variando de superúmido e úmido, tropical e subtropical, sendo conhecida como Hileia Baiana (IDBF, 1979; IBAMA, 2002; PEREIRA, 2009).

A representação do ecossistema do PARNAH é tratada como transição entre litoral e floresta pluvial, predominando áreas de restinga, manguezal, brejo e campos, a única unidade de conservação da região sul da Bahia que contém todos os estágios de transição ecológica, sendo classificada em sete zonas: de uso intensivo, de uso extensivo, de uso primitivo, histórico-cultural, de uso especial, intangível e de recuperação (IDBF, 1979; RICARDO et al., 2004). Historicamente, as áreas de Mata Atlântica do Sul da Bahia sofreram processos de desmatamento para a exploração de madeira, abertura para pastos, fazendas, plantação de eucalipto, e em especial plantação de cacau (LANDAU, 2003, AMORIM et al., 2005), além de queimadas naturais, nos períodos de maior seca, entre os meses de julho a setembro (IDBF, 1979).

Situadas na borda, na entrada e dentro do parque, existem aldeias indígenas da tribo Pataxó, protegidos pela FUNAI, uma escola indígena e trilhas pré-existentes, que anteriormente serviam de pista para as áreas ocupadas dentro do parque (IDBF, 1979). Além disso, o PARNAH pode ser visitado por turistas sendo realizadas duas atividades principais: o caminho até a praça azul e a subida ao Monte Pascoal.

2.2.3 Fungos Liquenizados e o Meio Ambiente

Fungos liquenizados apresentam especificidades com o tipo de hospedeiro, e algumas espécies com o nível de umidade relativa de algumas árvores, sendo assim, a degradação de habitats afeta diretamente estes organismos (CÁCERES et al., 2007; SCHEIDEGGER & WERTH, 2009). Bergamini et al., (2005) observou que florestas naturais apresenta uma composição de líquens diferente quando comparadas a florestas secundárias ou fragmentadas. Por serem organismos poiquilohídricos, são capazes de sobreviver em condições hídricas variadas, com alta ou baixa concentração, além de reter ou liberar água de acordo com a necessidade, favorecendo assim a organização de um microambiente favorável ao próprio líquen, e para outros organismos associados como musgos por exemplo (BERGAMINI et al., 2005; GIORDANI et al., 2020).

Devido à presença de recursos naturais e o anseio de uso do solo, a briga entre preservar o espaço natural em sua totalidade ou abrir áreas para a exploração econômica, tem se perpetuado como um problema frequente ao longo dos anos, com maior influência em países em desenvolvimento (LEADER-WILLIAMS et al., 2011). O aquecimento global, emissão de CO₂, são processos que auxiliam na diminuição das áreas naturais ainda não perturbadas tornando esses espaços cada vez mais raros e escassos (WRIGHT et al., 2006), e esse processo

de mudança climática pode afetar a liquenobiota devido à capacidade desses organismos de absorver os metais pesados presentes na poluição atmosférica (GIORDANI & BRUNIALTI, 2015; GIORDANI et al., 2020).

Grandes variações nas condições climáticas e na qualidade do ar são fatores que influenciam a composição desses organismos no ambiente (SCHEIDEGGER & WERTH, 2009), como por exemplo variação de gradiente climático e ilhas de calor sobre a comunidade liquênica atuam como fator limitante na composição de espécies, onde as espécies sensíveis a grandes variações apresentam maior índice de presença em ambientes naturais, enquanto espécies consideradas tolerantes apresentam maior índice em ambientes perturbado (MUNZI et al., 2014).

A mesma pressão na variação da comunidade liquênica pode ser observada em florestas tropicais quando analisado diferentes estágios de sucessão, estágio inicial – intermediária – avançada, a partir da presença ou ausência de caracteres funcionais de determinadas espécies nesses diferentes estágios (KOCH et al., 2013). Sendo assim, o biomonitoramento com base na diversidade de fungos liquenizados sensíveis ou resistentes a poluentes atmosféricos é um dos métodos mais utilizados no estudo da qualidade ambiental (GIORDANI & BRUNIALTI, 2015; KOCH et al. 2018), e na busca do entendimento da distribuição desses organismos com o objetivo da preservação dessa biodiversidade.

Biodiversidade, por sua vez, pode ser tratada como a variabilidade de organismos vivos presente nos mais variados ecossistemas, respeitando o papel desses organismos no espaço, nas relações inter ou intraespecífica e a sua variabilidade genética (SANTOS, 2010). O conceito de biodiversidade e as ideias de conservação surgem no mesmo momento em que acontecia o Fórum Nacional sobre BioDiversidade, em 1986, em Washington, e permaneceram em pauta como objeto de estudo para cientistas, e objeto de alerta para ativistas (FRANCO, 2013). Maneiras efetivas de conservar toda essa biodiversidade, especialmente nos trópicos, tem sido um dos maiores desafios, devido à contínua ação antrópica nesses espaços, sendo essa constante redução um fator influenciador na composição e dinâmica das espécies nesses locais, e os fungos liquenizados por serem os primeiros organismos a sofrerem com grandes variações ambientais, são bastante utilizados como indicadores de estágios florestais (KÄFFER et al., 2010, KÄFFER et al., 2015).

A Biologia da conservação, surge como um tópico emergente, e de caráter interdisciplinar, sendo definida como aplicação prática da biologia em iniciativas que busquem entender, ou solucionar, problemas ou perturbações que comunidades e ecossistemas são acometidos diretamente ou indiretamente, e o seu entendimento não deve ser desligado da

realidade humana temporal, sendo o principal objetivo criar princípios e ferramentas que busquem a preservação da biodiversidade (SOULÉ, 1985, KAREIVA & MARVIER, 2012).

Conservação parte de pressupostos básicos onde se deve preservar em totalidade uma área sem autorização de intervenção humana, ou em alguns casos, preservar uma área sem que os seus recursos sejam completamente esgotados (SANDBROOK, 2015) e as atitudes e ações humanas podem auxiliar no processo de reorganização do planeta que iremos deixar para as gerações futuras, onde a consciência de que as ações negativas ao meio ambiente não afetam apenas a biodiversidade, afetam também a sobrevivência da espécie humana (KAREIVA & MARVIER, 2012). Entretanto, as definições do que seria de fato biologia da conservação são afetadas pela visão de quem a define, como consequência variando o objetivo e as premissas a elas vinculadas.

De modo geral, as principais práticas conservacionistas são controle de focos de incêndio, controle de espécies invasivas e reflorestamento, porém para preservar esses espaços naturais é preciso observar três pontos essenciais: as espécies presentes na área, a área em si e os elementos críticos para subsistência neste ambiente (WILSON, 1994; WILSON et al., 2007). Como exemplo de elementos críticos para líquens temos, disponibilidade hídrica, textura do substrato, pH, quantidade de luz incidente, forma do crescimento, tipo do fotobionte, tipo do ascoma, forma de dispersão dos ascósporos, que são algumas características importantes na determinação do padrão de distribuição das espécies de fungos liquenizados, e essas mesmas características podem ser utilizadas como ferramenta para detectar áreas de alta concentração de biodiversidade e o nível da conservação desse espaço (BRODO, 2001; CACERES et al., 2007; BENÍTEZ et al., 2018).

A consciência em preservação ainda anda atrelada à ideia de que conservação funciona apenas para espaços de preservação já estabelecidos e que o desejo em preservar determinados ambientes é diretamente ligado à existência de grupos de espécies que apelem aos olhos da população em geral, ignorando assim espécies menores e um pouco menos carismáticas aos olhos (LEADER-WILLIAMS et al., 2011, FRANCO, 2013). Os fungos liquenizados por mais que apresentem significantes papéis no meio ambiente e alta diversidade, em especial nos trópicos, são organismos bastante sensíveis a variações ambientais, desastres naturais, redução de habitat e até mesmo à atividade humana (ELLIS, 2012; GIORDANI et al., 2020), porém são organismos que não possuem influência apelativa suficiente aos olhos, para chamar atenção da sociedade em geral.

A biologia da conservação e o movimento conservacionista em geral não consegue reverter todos os danos ambientais sofridos até hoje e transformar o planeta nesse sistema

natural-histórico onde não exista sinal de perturbação (SOULÉ, 1985). Entretanto, recuperar esses espaços e conservar os espaços naturais ainda não afetados por ações antrópicas, elaborando estudos ecológicos, normas e sistemas eficazes de proteção para esses espaços, é um passo positivo para preservação dessa biodiversidade ameaçada. Onde, a diversidade e riqueza de fungos liquenizados presentes na Mata Atlântica, que foram e ainda são afetadas por ações antrópicas, não se perca ao longo dos anos.

3 METODOLOGIA

3.1 ÁREAS DE COLETA

O estudo foi desenvolvido na Reserva Biológica (REBIO) de Pedra Talhada e no Parque Nacional e Histórico (PARNAH) do Monte Pascoal.

A REBIO de Pedra Talhada (Figura 1), criada em 13 de dezembro de 1989, apresenta uma área de 4.469 hectares distribuída nos municípios de Quebrangulo e Chã Preta, em Alagoas, e Lagoa do Ouro e Correntes, em Pernambuco ($36^{\circ}22'$ a $36^{\circ}28'$ W, $9^{\circ}11'$ a $9^{\circ}16'$ S). A REBIO fica situada em área de transição entre as fitofisionomias da Floresta Estacional e Caatinga e representa encaves de florestas úmidas rodeadas por floresta seca. O clima do local é marcado por duas estações características, estação seca, que ocorre de setembro a fevereiro e estação chuvosa, entre os meses de março a agosto (ICMBio, 2017).

Figura 1 - Reserva Biológica de Pedra Talhada, Quebrangulo – AL.



Fonte: O Autor, 2018.

O PARNAH do Monte Pascoal (Figura 2) está inserido no extremo sul do Estado da Bahia, no município de Porto Seguro ($16^{\circ}55'$ a $16^{\circ}45'$ W, $39^{\circ}08'$ a $39^{\circ}30'$). Essa unidade

apresenta uma área de 22.500 ha e trata-se de uma área de Mata Atlântica, com campos naturais, restinga, brejos e mangues. O clima é do tipo superúmido (Af, Koeppen), com precipitações variando de 1.400 e 1.800 mm. A área é dividida em sete zonas, duas das quais onde a pesquisa foi conduzida (zona primitiva, de uso extensivo e especial) (IDBF, 1979).

Figura 2 - Parque Nacional e Histórico Monte Pascoal, Porto Seguro – BA.



Fonte: O Autor, 2019.

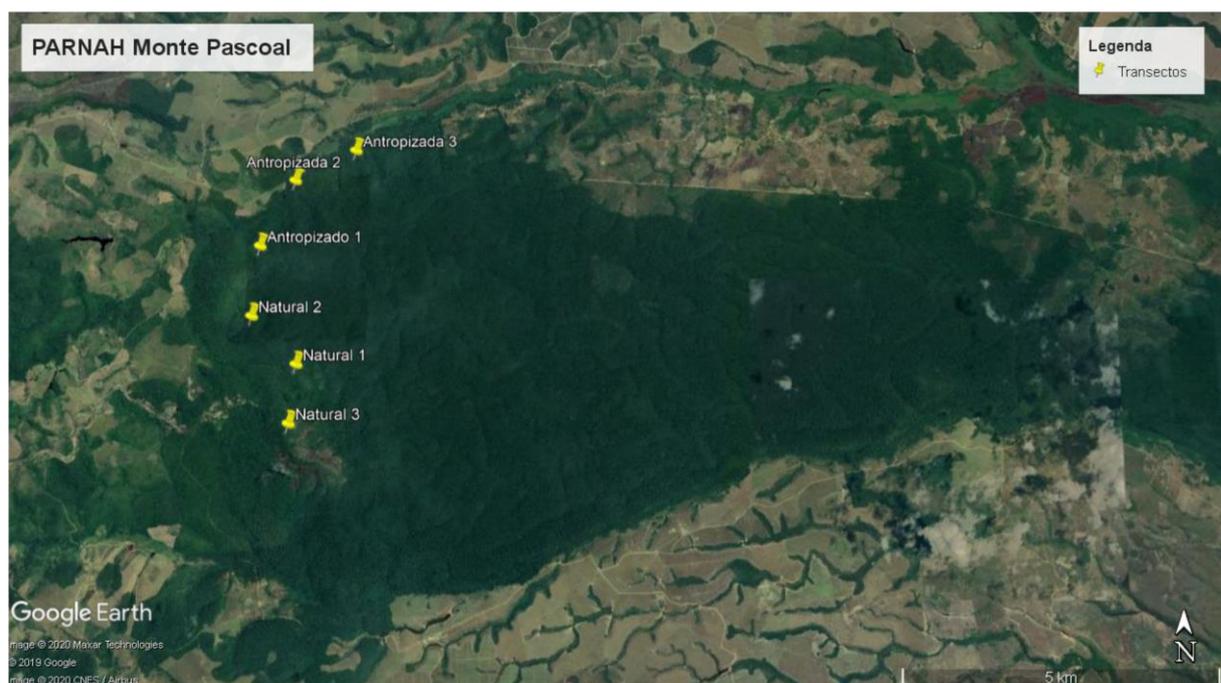
3.2 COLETA DO MATERIAL BIOLÓGICO

No total, seis visitas a campo foram realizadas, quatro na REBIO de Pedra Talhada e duas no PARNAH Monte Pascoal. Nesses locais, três transectos foram percorridos em áreas preservadas (primitivas) e outros três em áreas antropizadas (recuperação, uso extensivo e especial), cada um subdividido em 5 parcelas de 20 m × 20 m, distantes 40 m uma das outras, totalizando 30 parcelas (Figura 3). As amostras foram coletadas em uma árvore por parcela, 30 árvores por coleta, totalizando 180 árvores ao final do projeto. Em cada árvore, com a maior cobertura líquênica, uma trena foi posicionado (verticalmente) entre 0,50 m a 1,5 m ao longo do tronco, e todos os líquens observados foram coletados (Cáceres et al. 2008b). Os talos

liquênicos foram coletados com auxílio de faca e martelo; cada amostra foi depositada em saco de papel com a identificação do local e data de coleta.

Além disso, uma coleta secundária, utilizando o método exploratório, foi realizado dentro de todas as parcelas, objetivando coletar amostras de líquens foliícolas, saxícolas e terrícolas quando disponíveis.

Figura 3 – Distribuição dos seis transectos nas Áreas de coleta.



Fonte: Google Earth, 2019.

3.3 IDENTIFICAÇÃO DAS AMOSTRAS COLETADAS

A secagem e prensagem das amostras foi iniciada em campo, sendo finalizada no Laboratório. Após secagem, as amostras foram coladas em papel cartão de 15 x 09 cm para confecção da exsicata, registrando-se local e data de coleta no canto inferior esquerdo, assim como o número do coletor no canto superior direito; as exsicatas foram mantidas em freezer durante 15 dias eliminar ataque de insetos as amostras.

Para a análise macroscópica foram consideradas: forma de crescimento do líquen, cor, forma e superfície do talo, presença, tipo e forma de estruturas reprodutivas sexuadas (ascomas) e assexuadas (sorédios e isídios), tipo e cor da margem apotecial e do disco, tipos de peritécios (agrupados ou solitários) e coloração, entre outros, foram levados em consideração. Para observação microscópica do material coletado foram realizados cortes à mão livre com lâminas de aço dos corpos de frutificação (ascomas tipo apotécios, peritécios ou lirelas), estruturas reprodutivas e vegetativas (sorédios e isídios) e do talo liquênico. Os cortes foram colocados entre lâmina e lamínula em água destilada. Para a observação de reações químicas, a determinados compostos secundários do fungo liquenizado, aplicou-se uma ou duas gotas de solução aquosa de hidróxido de potássio (KOH) a 10 % à preparação. A solução de Lugol a 2% é utilizada para verificar a reação amilóide (acinzentada, azulada ou violácea) ou dextrinóide (marrom-avermelhada) das paredes dos ascos e ascósporos, das hifas e de outras microestruturas no himênio.

As identificações do material estudado tiveram como base trabalhos específicos para fungos liquenizados, entre outros. A nomenclatura foi observada através das bases de dados on-line Index Fungorum (<http://www.indexfungorum.org/>) e Mycobank (<http://www.mycobank.org/>). Por fim, coleções de referência depositadas nos herbários ISE (Universidade Federal de Sergipe) e URM (Universidade Federal de Pernambuco), além de enviadas duplicatas para BGBM (Botanical Garden and Botanical Museum Berlin).

3.4 ANÁLISES ECOLÓGICAS

Todos as análises ecológicas obtidas foram analisadas com o auxílio do *software* estatístico RStudio v.3.5.3 (R Core Team, 2019). Importante salientar, que para respeitar os valores de repetição as análises ecológicas foram baseadas apenas em quatro expedições, sendo consequentemente duas para cada unidade de conservação sendo considerado apenas amostras de líquens corticícolas crostosos.

O índice de diversidade de Shannon-Wiener (H') e o índice de dominância de Simpson (D) foram inferidos para analisar o padrão da liquenobiota. O índice de diversidade de Shannon-Wiener (H') foi calculado pela equação: $H' = -\sum(X_i/X_o) \times \log(X_i/X_o)$ onde X_i representa o número de amostras de cada espécie e X_o o número total de amostra de todas as espécies. O índice de dominância de Simpson (D) foi calculado pela equação: $D = \sum(X_i/X_o)^2$, onde X_i representa o número de amostras de cada espécie e X_o o número total de amostra de todas as espécies. Além disso, foram observados os valores de abundância total e relativa para cada parque, e gráficos mostrando os valores de abundância e o perfil de diversidade comparando as duas áreas foram elaborados (OKSANEN et al., 2018).

Para analisar a diferença entre o valor de riqueza dos dois espaços, foi realizada a análise de variância (PERMANOVA); além disso, as análises de coordenadas principais foram elaboradas para observar o padrão de distribuição entre as duas áreas, e também entre os estágios de sucessão, utilizando a distância de Bray-Curtis (OKSANEN et al., 2018).

Para observar o padrão na composição das duas áreas estudadas foi construído, com base nos dados de presença de espécies para cada parque, um diagrama de Venns utilizando a ferramenta “*InteractiVenn*” disponível em <http://interactivenn.net/>, e um Cluster a partir da técnica de agrupamento, comparando o padrão de semelhança entre as duas áreas estudadas. Para análise de espécie indicadora, utilizou-se o teste de Monte Carlos utilizando 1000 permutações com gráfico boxplot plotado utilizando a função “**boxplot**” do pacote “**RColorBrewer**” (DUFRENE; LEGENDRE, 1997; CACERES; LEGENDRE, 2009; NEUWIRTH, 2014).

Por fim, para identificar o valor de suficiência amostral foi elaborado um gráfico mostrando a curva de acumulação de espécies e o método de extrapolação da curva de acumulação, com base na função “**curvacum**” do pacote “**vegan**”, levando em consideração os valores de riqueza (CHAO; WANG; JOST, 2013). Um terceiro gráfico, com estimadores de riqueza Chao, Jackknife 1 e 2, e Bootstrapp, para verificar o nível de aproximação a exatidão da riqueza esperada para cada parque (MORENO; HALFFTER, 2000; GOTELLI; COLWELL, 2001; CHIARUCCI et al., 2008).

4 RESULTADOS

4.1 LIQUENOBIOTA DAS ÁREAS ESTUDADAS

Ao total 1.475 amostras de líquens foram coletadas, sendo 522 amostras para o PARNAH Monte pascoal e 953 amostras para a REBIO de Pedra talhada (Tabela 1). 623 espécies foram identificadas, onde 441 espécies foram identificadas para a REBIO de Pedra Talhada e 353 para o PARNAH de Monte Pascoal, distribuídas em 181 gêneros, onde 59 foram identificados para a REBIO de Pedra Talhada, 22 para o PARNAH Monte Pascoal e 100 foram comuns aos dois parques. Sendo os gêneros mais abundantes, *Diorygma*, *Cryptothecia*, *Graphis*, *Herpothallon*, *Malmidea*, *Ocellularia*, *Opegrapha*, *Porina* e *Pyrenula*. Foram identificadas 22 espécies novas, sendo 13 para o PARNAH Monte Pascoal e nove para a REBIO de Pedra Talhada. Além disso, 525 novos registros foram observados para as áreas estudadas, sendo 199 para o PARNAH Monde Pascoal, onde 175 são para o estado da Bahia, 23 para o Brasil e um para a América e 326 para a REBIO de Pedra Talhada, onde 307 são para o estado de Alagoas, 17 para o Brasil, um para a América, e um para a América do sul.

Tabela 1 - Lista de espécies de líquens para a REBIO de Pedra Talhada e o PARNAH Monte Pascoal.

FILO BASIDIOMYCOTA								
CLASSE	ORDEM	GÊNERO	ESPECIES	REGISTRO		HABITO		
				Pedra Talhada	Monte Pascoal			
Agaricomycetes	Agaricales	<i>Cora</i>	<i>Cora Itabaiana</i> Dal Forno, Aptroot & M. Cáceres	Alagoas		Corticícola		
	Lepidostromatales	<i>Lepidostroma</i>	<i>Lepidostroma winklerianum</i> B.P. Hodk. & Lücking	Brasil		Terrícola		
		<i>Sulzbacheromyces</i>	<i>Sulzbacheromyces caatingae</i> (Sulzbacher & Lücking) B.P. Hodk. & Lücking	X	Bahia	Terrícola		
FILO ASCOMYCOYTA								
Incertae sedis	Incertae sedis	<i>Melanophloea</i>	<i>Melanophloea pacifica</i> P. James & Vězda	Continente Americano		Saxícola		
Arthoniomycetes	Arthoniales	<i>Helminthocarpon</i>	<i>Helminthocarpon leprevostii</i> Fée	X		Corticícola		
		<i>Synarthonia</i>	<i>Synarthonia inconspicua</i> (Stirt.) Van den Broeck & Ertz	Brasil	Brasil	Corticícola		
			<i>Synarthonia pilosella</i> Van den Broeck, Eb. Fisch., Killmann & Ertz		Brasil	Corticícola		
		<i>Arthonia</i>	<i>Arthonia accolens</i> Stirt.			Bahia	Folíícola	
			<i>Arthonia antillarum</i> (Fée) Nyl.		X		Corticícola	
			<i>Arthonia cyanea</i> Müll. Arg.			X	Folíícola	
			<i>Arthonia leptosperma</i> (Müll. Arg.) R. Sant.			Bahia	Folíícola	
			<i>Arthonia meissneri</i> Müll. Arg.			Bahia	Coriticícola	
			<i>Arthonia palmulacea</i> (Müll. Arg.) R. Sant.			Bahia	Folíícola	
			<i>Arthonia parantillarum</i> Aptroot			Alagoas	Bahia	Corticícola
			<i>Arthonia trilocularis</i> Müll. Arg.			Alagoas		Folíícola
		<i>Coniarthonia</i>	<i>Coniarthonia megaspora</i> Aptroot, Mendonça & M. Cáceres				Bahia	Coriticícola
			<i>Coniarthonia wilmsiana</i> (Müll. Arg.) Grube				Bahia	Coriticícola
		<i>Coniocarpon</i>	<i>Coniocarpon cinnabarinum</i> DC.		X	X	Corticícola	
		<i>Cryptothecia</i>	<i>Cryptothecia fabispora</i> M. Cáceres, E.L. Lima & Aptroot					Coriticícola
<i>Cryptothecia lichexanthonica</i> E.L. Lima, Aptroot & M. Cáceres					Bahia	Coriticícola		
<i>Cryptothecia punctosorediata</i> Sparrius & Saipunkaew				X	X	Corticícola		

	<i>Cryptothecia striata</i> G. Thor	X	Bahia	Corticícola
<i>Herpothallon</i>	<i>Herpothallon adnatum</i> G. Thor		Bahia	Coriticícola
	<i>Herpothallon albidum</i> (Fée) Aptroot, Lücking & G. Thor	X	Bahia	Corticícola
	<i>Herpothallon aurantiacoflavum</i> (B. de Lesd.) Aptroot, Lücking & G. Thor	Alagoas	X	Corticícola
	<i>Herpothallon roseocinctum</i> (Fr.) Aptroot, Lücking & G. Thor	Alagoas		Corticícola
	<i>Herpothallon rubrocinctum</i> (Sw.) Aptroot, Lücking & G. Thor	X	X	Corticícola
	<i>Herpothallon tricolor</i> Aptroot & M. Cáceres		Bahia	Coriticícola
<i>Myriostigma</i>	<i>Myriostigma filicinum</i> (Ellis & Everh.) Frisch & G. Thor		Bahia	Coriticícola
	<i>Myriostigma miniatum</i> (Lücking) Aptroot, Ertz, Grube & M. Cáceres	X	Bahia	Corticícola
<i>Stirtonia</i>	<i>Stirtonia nivea</i> Xavier-Leite, M. Cáceres & Aptroot		Bahia	Coriticícola
<i>Tylophoron</i>	<i>Tylophoron hibernicum</i> (D. Hawksw., Coppins & P. James) Ertz, Diederich, Bungartz & Tibell	Alagoas		Saxícola
	<i>Tylophoron moderatum</i> Nyl.	X		Corticícola
	<i>Tylophoron protrudens</i> Nyl.		X	Coriticícola
<i>Chrysothrix</i>	<i>Chrysothrix xanthina</i> (Vain.) Kalb	X	X	Corticícola
<i>Alyxoria</i>	<i>Alyxoria varia</i> (Ach.) Ertz & Tehler	Alagoas		Corticícola
<i>Fouragea</i>	<i>Fouragea filicina</i> (Mont.) Trevis.	Alagoas	X	Folícola
	<i>Fouragea puiggarii</i> (Müll. Arg.) Zahlbr.		Bahia	Coriticícola
<i>Nyungwea</i>	<i>Nyungwea pycnidiata</i> Aptroot & M. Cáceres		Bahia	Coriticícola
<i>Opegrapha</i>	<i>Opegrapha astraea</i> Tuck.	Alagoas		Corticícola
	<i>Opegrapha contracta</i> Vain.	X	Bahia	Corticícola
	<i>Opegrapha cylindrica</i> Raddi	Alagoas	Bahia	Corticícola
	<i>Opegrapha ramisorediata</i> Aptroot & M. Cáceres		Bahia	Coriticícola
	<i>Opegrapha urosperma</i> Fée		Bahia	Coriticícola
<i>Sclerophyton</i>	<i>Sclerophyton elegans</i> Eschw.	X		Corticícola
	<i>Sclerophyton extenuatum</i> (Nyl.) Sparrius		X	Corticícola
<i>Chiodecton</i>	<i>Chiodecton complexum</i> Aptroot & M. Cáceres		X	Coriticícola
	<i>Chiodecton malmei</i> G. Thor	X		Corticícola

		<i>Dichosporidium</i>	<i>Dichosporidium nigrocinctum</i> (Ehrenb.) G. Thor	X	Bahia	Corticícola
			<i>Dichosporidium sorediatum</i> G. Thor		Bahia	Coriticícola
		<i>Enterographa</i>	<i>Enterographa chiodectonoides</i> M. Cáceres & Lücking		Bahia	Coriticícola
			<i>Enterographa lichexanthonica</i> M. Cáceres & Aptroot	Alagoas		Corticícola
			<i>Enterographa sipmanii</i> Sparrius		Bahia	Coriticícola
			<i>Enterographa tropica</i> Sparrius		Brasil	Coriticícola
		<i>Erythrodecton</i>	<i>Erythrodecton granatum</i> (Mont.) G. Thor	Alagoas		Corticícola
		<i>Lecanactis</i>	<i>Lecanactis epileuca</i> (Nyl.) Tehler	X	X	Corticícola
		<i>Mazosia</i>	<i>Mazosia carnea</i> (Eckfeldt) Aptroot & M. Cáceres	X	X	Corticícola
			<i>Mazosia dispersa</i> (Hedr.) R. Sant.		X	Folícola
			<i>Mazosia endonigra</i> A.A. Menezes, M. Cáceres & Aptroot	Alagoas		Corticícola
			<i>Mazosia melanophthalma</i> (Müll. Arg.) R. Sant.	Alagoas	X	Folícola
			<i>Mazosia phyllosema</i> (Nyl.) Zahlbr.	Alagoas	X	Folícola
			<i>Mazosia pilosa</i> Kalb & Vězda	Alagoas	Bahia	Folícola
			<i>Mazosia rotula</i> (Mont.) Massal.	Alagoas	X	Folícola
			<i>Mazosia rubropunctata</i> R. Sant.	Alagoas	Bahia	Folícola
			<i>Mazosia tumidula</i> (Stirt.) Müll. Arg.		Bahia	Folícola
			<i>Mazosia viridescens</i> (Fée) Aptroot & M. Cáceres	Alagoas		Corticícola
		<i>Neosergipea</i>	<i>Neosergipea bicolor</i> Aptroot & M. Cáceres		Bahia	Coriticícola
			<i>Neosergipea septoconidiata</i> Aptroot & M. Cáceres	Alagoas	Bahia	Coriticícola
		<i>Sagenidiopsis</i>	<i>Sagenidiopsis undulata</i> (Fée) Egea, Tehler, Torrente & Sipman	Alagoas	X	Corticícola
		<i>Syncesia</i>	<i>Syncesia farinacea</i> (Fée) Tehler		X	Coriticícola
			<i>Syncesia rhizomorpha</i> Tehler	X		Corticícola
Candelariomycetes	Candelariales	<i>Candelaria</i>	<i>Candelaria concolor</i> (Dicks.) Stein		X	Coriticícola
Dothideomycetes	Eremithallales	<i>Eremithallus</i>	<i>Eremithallus marusae</i> R. Miranda, Gaya & Lücking	X		Corticícola
	Monoblastiales	<i>Anisomeridium</i>	<i>Anisomeridium americanum</i> (Massal.) R.C. Harris		Bahia	Coriticícola
			<i>Anisomeridium anisolobum</i> (Müll. Arg.) Aptroot		Bahia	Coriticícola
			<i>Anisomeridium excaecariae</i> (Müll. Arg.) R.C. Harris		Bahia	Coriticícola
			<i>Anisomeridium Folícola</i> R. Sant. & Tibell	Alagoas	X	Folícola

		<i>Anisomeridium subnectendum</i> (Nyl.) R.C. Harris		Bahia	Coriticícola
		<i>Anisomeridium subprostans</i> (Nyl.) R.C. Harris	Alagoas		Corticícola
	<i>Caprettia</i>	<i>Caprettia neotropica</i> Lücking	Alagoas		Foliícola
	<i>Megalotremis</i>	<i>Megalotremis flavovulcana</i> (Komposch) Aptroot	Alagoas		Corticícola
Pleosporales	<i>Mycoporum</i>	<i>Mycoporum acervatum</i> R.C. Harris	Alagoas		Corticícola
		<i>Mycoporum compositum</i> (A. Massal.) R.C. Harris	Alagoas		Corticícola
		<i>Mycoporum eschweileri</i> (Müll. Arg.) R.C. Harris	Alagoas	X	Corticícola
		<i>Mycoporum lacteum</i> (Ach.) R.C. Harris	Alagoas		Corticícola
		<i>Mycoporum pycnocarpoides</i> Müll. Arg.		Brasil	Coriticícola
Strigulales	<i>Phyllobathelium</i>	<i>Phyllobathelium thaxteri</i> (Vain.) Zahlbr.	Alagoas		Foliícola
	<i>Strigula</i>	<i>Strigula melanobapha</i> (Kremp.) R. Sant.	Alagoas	Bahia	Foliícola
		<i>Strigula nemathora f. hypothelia</i> (Nyl.) Lücking	Alagoas	X	Foliícola
		<i>Strigula nitidula</i> Mont.			Foliícola
		<i>Strigula phaea</i> (Ach.) R.C. Harris	X	X	Corticícola
		<i>Strigula phyllogena</i> (Müll. Arg.) R.C. Harris	Alagoas		Foliícola
		<i>Strigula prasina</i> Müll. Arg.	Alagoas	Bahia	Foliícola
		<i>Strigula smaragdula</i> Fr.	Alagoas	Bahia	Foliícola
Trypetheliales	<i>Architrypethelium</i>	<i>Architrypethelium lauropaluanum</i> Lücking, M.P. Nelsen & Marcelli		Bahia	Coriticícola
	<i>Astrothelium</i>	<i>Astrothelium aenascens</i> Aptroot		America	Coriticícola
		<i>Astrothelium aeneum</i> (Eschw.) Aptroot & Lücking	X		Corticícola
		<i>Astrothelium bicolor</i> (Taylor) Aptroot & Lücking		Bahia	Coriticícola
		<i>Astrothelium cartilagineum</i> (Fée) Aptroot & Lücking		Bahia	Coriticícola
		<i>Astrothelium ceratinum</i> (Fée) Aptroot & Lücking	X		Corticícola
		<i>Astrothelium cinnamomeum</i> Eschw.) Müll. Arg.		X	Coriticícola
		<i>Astrothelium croceum</i> Malme		Bahia	Coriticícola
		<i>Astrothelium eustomum</i> (Mont.) Müll. Arg.		X	Coriticícola
		<i>Astrothelium flavoduplex</i> Aptroot & M. Cáceres	Alagoas		Corticícola
		<i>Astrothelium inspersaeneum</i> Aptroot & M. Cáceres		X	Coriticícola
		<i>Astrothelium kunzei</i> (Fée) Aptroot & Lücking	Alagoas		Corticícola

	<i>Astrothelium macrocarpum</i> (Fée) Aptroot & Lücking		X	Coriticícola
	<i>Astrothelium marcidum</i> (Fée) Aptroot & Lücking		X	Coriticícola
	<i>Astrothelium megaeneum</i> Fakus & Aptroot		Brasil	Coriticícola
	<i>Astrothelium megaspermum</i> (Mont.) Aptroot & Lücking		Bahia	Coriticícola
	<i>Astrothelium neoinspersum</i> Aptroot		Bahia	Coriticícola
	<i>Astrothelium nitidiusculum</i> (Nyl.) Aptroot & Lücking	X	Bahia	Corticícola
	<i>Astrothelium obscurum</i> Müll. Arg.		Bahia	Coriticícola
	<i>Astrothelium ocellatum</i> Malme		Bahia	Coriticícola
	<i>Astrothelium ochrothelium</i> (Nyl.) Müll. Arg.		Bahia	Coriticícola
	<i>Astrothelium papulosum</i> (Nyl.) Aptroot & Lücking		Bahia	Coriticícola
	<i>Astrothelium phlyctaena</i> (Fée) Aptroot & Lücking	X	X	Corticícola
	<i>Astrothelium porosum</i> (Ach.) Aptroot & Lücking	X	X	Corticícola
	<i>Astrothelium pyrenastrosulphureum</i> Aptroot & Lücking		Brasil	Coriticícola
	<i>Astrothelium rufescens</i> (Müll. Arg.) Aptroot & Lücking	Alagoas		Corticícola
	<i>Astrothelium scoria</i> (Fée) Aptroot & Lücking	Alagoas	Bahia	Corticícola
	<i>Astrothelium scorioides</i> Nyl.		Bahia	Coriticícola
	<i>Astrothelium sepultum</i> (Mont.) Aptroot & Lücking		Bahia	Coriticícola
	<i>Astrothelium stromatofluorescens</i> Aptroot & M. Cáceres		Bahia	Coriticícola
	<i>Astrothelium studerae</i> Aptroot & M. Cáceres	X		Corticícola
	<i>Astrothelium tuberculosum</i> (Vain.) Aptroot & Lücking		Bahia	Coriticícola
	<i>Astrothelium unisporum</i> Aptroot & M. Cáceres		Bahia	Coriticícola
<i>Bathelium</i>	<i>Bathelium madreporiforme</i> (Eschw.) Trevis.	X		Corticícola
	<i>Bathelium mastoideum</i> Afzel. ex. Ach.	X		Corticícola
<i>Constrictolumina</i>	<i>Constrictolumina cinchonae</i> (Ach.) Lücking, M.P. Nelsen & Aptroot	Alagoas	X	Corticícola
<i>Dictyomeridium</i>	<i>Dictyomeridium proponens</i> (Nyl.) Aptroot, M.P. Nelsen & Lücking		X	Coriticícola
<i>Nigrovothelium</i>	<i>Nigrovothelium inspersotropicum</i> Aptroot & Diederich	Alagoas		Corticícola
	<i>Nigrovothelium tropicum</i> (Ach.) Lücking, M.P. Nelsen & Aptroot	Alagoas		Corticícola
<i>Polymeridium</i>	<i>Polymeridium catapastum</i> (Nyl.) R.C. Harris	Alagoas	X	Corticícola

			<i>Polymeridium microsporium</i> (Makhija & Patw.) Aptroot		X	Coriticícola
			<i>Polymeridium simulans</i> R.C. Harris		Bahia	Coriticícola
			<i>Polymeridium subcinereum</i> (Nyl.) R.C. Harris	Alagoas		Corticícola
		<i>Pseudopyrenula</i>	<i>Pseudopyrenula diluta</i> (Nyl.) Müll. Arg.	Alagoas		Corticícola
			<i>Pseudopyrenula media</i> Aptroot & Diederich	Alagoas	Bahia	Corticícola
			<i>Pseudopyrenula subgregaria</i> Müll. Arg.	Alagoas	X	Corticícola
			<i>Pseudopyrenula subnudata</i> Müll. Arg.	X	X	Corticícola
		<i>Trypethelium</i>	<i>Trypethelium astroideum</i> Flakus & Aptroot		Bahia	Coriticícola
			<i>Trypethelium eluteriae</i> Spreng.	X	Bahia	Coriticícola
			<i>Trypethelium krempehuberi</i> Makhija & Patw.		Bahia	Coriticícola
			<i>Trypethelium platystomum</i> Mont.		X	Coriticícola
			<i>Trypethelium subeluteriae</i> Makhija & Patw.	X	X	Corticícola
Eurotiomycetes	Chaetothyriales	<i>Microtheliopsis</i>	<i>Microtheliopsis uleana</i> Müll. Arg.	Alagoas	X	Folícola
	Phaeomonieallales	<i>Celothelium</i>	<i>Celothelium cinchonarum</i> (Vain.) Vain.		Bahia	Coriticícola
		<i>Anthracothecium</i>	<i>Anthracothecium prasinum</i> (Eschw.) R.C. Harris		Bahia	Coriticícola
	Pyrenulales	<i>Pyrenula</i>	<i>Pyrenula aggregata</i> (Fée) Fée	Alagoas	Bahia	Corticícola
			<i>Pyrenula aggregataspistea</i> Aptroot & M. Cáceres		Bahia	Coriticícola
			<i>Pyrenula anomala</i> (Ach.) A. Massal.	X	X	Corticícola
			<i>Pyrenula arthoniotheca</i> Upreti		X	Coriticícola
			<i>Pyrenula aspistea</i> (Afzel. ex Ach.) Ach.	Alagoas	X	Corticícola
			<i>Pyrenula bahiana</i> Malme		X	Coriticícola
			<i>Pyrenula biseptata</i> Aptroot & M. Cáceres		Bahia	Coriticícola
			<i>Pyrenula cocoes</i> Müll. Arg.		Brasil	Coriticícola
			<i>Pyrenula complanata</i> (Mont.) Trevis.		Bahia	Coriticícola
			<i>Pyrenula cruenta</i> (Mont.) Vain.	Alagoas		Corticícola
			<i>Pyrenula dermatodes</i> (Borrer) Schaer.	Alagoas		Corticícola
			<i>Pyrenula immissa</i> (Stirt.) Zahlbr.	Brasil		Corticícola
			<i>Pyrenula infraleucotrypa</i> Aptroot & M. Cáceres	Alagoas	X	Corticícola
			<i>Pyrenula inframamillana</i> Aptroot & M. Cáceres		X	Coriticícola
			<i>Pyrenula inspersicollaris</i> Aptroot & M. Cáceres		Bahia	Coriticícola

		<i>Pyrenula lineatostroma</i> Aptroot		Bahia	Coriticícola
		<i>Pyrenula luteopruinosa</i> Etayo & Aptroot	Brasil		Corticícola
		<i>Pyrenula mamillana</i> (Ach.) Trevis.	X	X	Corticícola
		<i>Pyrenula massariospora</i> (Starbäck) R.C. Harris		Bahia	Coriticícola
		<i>Pyrenula microcarpa</i> Müll. Arg.		Brasil	Coriticícola
		<i>Pyrenula nitidula</i> (Bres.) R.C. Harris	X		Corticícola
		<i>Pyrenula ochraceoflava</i> (Nyl.) R.C. Harris	X	Bahia	Corticícola
		<i>Pyrenula pyrenuloides</i> (Mont.) R.C. Harris	X		Corticícola
		<i>Pyrenula rubrolateralis</i> Aptroot & M. Cáceres		Bahia	Coriticícola
		<i>Pyrenula rubromamillana</i> E.L. Lima, Aptroot & M. Cáceres	Alagoas	X	Corticícola
		<i>Pyrenula rubrostigma</i> Aptroot & M. Cáceres	Alagoas	Bahia	Corticícola
		<i>Pyrenula septicollaris</i> (Eschw.) R.C. Harris	Alagoas	X	Corticícola
	<i>Pyrgillus</i>	<i>Pyrgillus javanicus</i> (Mont. & Bosch) Nyl.		X	Coriticícola
Verrucariales	<i>Botryolepraria</i>	<i>Botryolepraria neotropica</i> Kukwa & Perez-Ortega	Brasil		Corticícola
	<i>Agonimia</i>	<i>Agonimia opuntiella</i> (Poelt & Buschardt) Vězda	Alagoas	X	Corticícola
		<i>Agonimia tristicula</i> (Nyl.) Zahlbr.		Bahia	Coriticícola
	<i>Endocarpon</i>	<i>Endocarpon pallidulum</i> (Nyl.) Nyl.	Alagoas	X	Saxícola
	<i>Flakea</i>	<i>Flakea papillata</i> O.E. Erikss.		X	Coriticícola
	<i>Normandina</i>	<i>Normandina pulchella</i> (Borrer) Nyl.	Alagoas		Corticícola
	<i>Verrucaria</i>	<i>Verrucaria nigrescens</i> Pers.		Brasil	Saxícola
		<i>Verrucaria pachyderma</i> Arnold		Brasil	Saxícola
Lecanoromycetes	Acarosporales	<i>Acarospora</i>			
		<i>Acarospora dissipata</i> H. Magn.	Alagoas		Saxícola
		<i>Acarospora oligyrophorica</i> Aptroot	Alagoas		Saxícola
	Caliciales	<i>Amandinea</i>			
		<i>Amandinea efflorescens</i> (Müll. Arg.) Marbach	Alagoas		Corticícola
		<i>Amandinea melaxanthella</i> (Nyl.) Marbach	Alagoas		Corticícola
		<i>Buellia</i>			
		<i>Buellia aethalea</i> (Ach.) Th. Fr.	Alagoas		Saxícola
		<i>Buellia mamillana</i> (Tuck.) W.A. Weber	Alagoas	X	Saxícola
		<i>Buellia trachyspora</i> Vain.	X		Saxícola
		<i>Calicium</i>			
		<i>Calicium hyperelloides</i> Nyl.	Alagoas	X	Corticícola

<i>Cratiria</i>	<i>Cratiria americana</i> (Müll. Arg.) Kalb & Marbach	Alagoas		Corticícola
	<i>Cratiria obscurior</i> (Stirt.) Marbach & Kalb	X		Corticícola
	<i>Cratiria vioxanthina</i> (Elix) Kalb & Elix	X		Saxícola
<i>Dimelaena</i>	<i>Dimelaena tenuis</i> (Müll. Arg.) H. Mayrhofer & Wippel	Alagoas		Saxícola
<i>Dirinaria</i>	<i>Dirinaria applanata</i> (Fée) D.D. Awasthi	X		Corticícola
	<i>Dirinaria consimilis</i> (Stirt.) D.D. Awasthi		Bahia	Corticícola
	<i>Dirinaria leopoldii</i> (J. Steiner) D.D. Awasthi	Alagoas	X	Corticícola
	<i>Dirinaria picta</i> (Sw.) Clem. & Shear	X	X	Corticícola
	<i>Dirinaria purpurascens</i> (Vain.) B.J. Moore		Bahia	
<i>Pyxine</i>	<i>Pyxine albovirens</i> (G. Mey.) Aptroot	Alagoas	X	Corticícola
	<i>Pyxine berteriana</i> (Fée) Imsh.	X		Corticícola
	<i>Pyxine eschweileri</i> (Tuck.) Vain.	Alagoas		Corticícola
	<i>Pyxine subcinerea</i> Stirt.	Alagoas		Corticícola
<i>Stigmatochroma</i>	<i>Stigmatochroma epimartum</i> (Nyl.) Marbach	Alagoas		Corticícola
	<i>Stigmatochroma gerontoides</i> (Stirt.) Marbach	X		Corticícola
	<i>Stigmatochroma metaleptodes</i> (Nyl.) Marbach	Alagoas		Corticícola
<i>Gassicurtia</i>	<i>Gassicurtia catasema</i> (Tuck.) Marbach	Alagoas	Bahia	Corticícola
	<i>Gassicurtia coccínea</i> Fée	Alagoas	X	Corticícola
	<i>Gassicurtia ferruginascens</i> (Malme) Marbach & Kalb	Alagoas		Corticícola
	<i>Gassicurtia rufofuscens</i> (Vain.) Marbach	Alagoas		Corticícola
	<i>Gassicurtia vernicoma</i> Marbach	Brasil		Saxícola
<i>Hafellia</i>	<i>Hafellia curatellae</i> (Malme) Marbach	X	X	Corticícola
	<i>Hafellia pleiotera</i> (Malme) Marbach	X		Corticícola
<i>Heterodermia</i>	<i>Heterodermia japonica</i> (Sâto) Swinscow & Krog	Alagoas		Corticícola
	<i>Heterodermia leucomela</i> (L.) Poelt	X		Corticícola
	<i>Heterodermia lutescens</i> (Kurok.) Follm.	Alagoas		Corticícola
	<i>Heterodermia obscurata</i> (Nyl.) Trevis.	Alagoas		Corticícola
	<i>Heterodermia solediosa</i> Michlig, L.I. Ferraro & Aptroot	Brasil		Corticícola
	<i>Heterodermia speciosa</i> (Wulf.) Trevis.	Alagoas		Corticícola

		<i>Heterodermia tremulans</i> (Müll. Arg.) Culb.	Alagoas		Saxícola
	<i>Hyperphyscia</i>	<i>Hyperphyscia adglutinata</i> (Flörke) H. Mayrhofer & Poelt		Bahia	Coriticícola
		<i>Hyperphyscia granulata</i> (Poelt) Moberg	Alagoas		Corticícola
		<i>Hyperphyscia mobergii</i> Kalb		Brasil	Coriticícola
	<i>Physcia</i>	<i>Physcia atrostriata</i> Moberg	Alagoas	X	Corticícola
		<i>Physcia krogiae</i> Moberg	Alagoas		Corticícola
		<i>Physcia poncinsii</i> Hue		X	Coriticícola
		<i>Physcia sorediiconvexa</i> Aptroot & M. Cáceres	Alagoas		Saxícola
		<i>Physcia soresdiosa</i> (Vain.) Lynge	X	X	Corticícola
		<i>Physcia tribacoides</i> Nyl.		Bahia	Coriticícola
	<i>Rinodina</i>	<i>Rinodina sipmanii</i> Aptroot	Alagoas		Corticícola
Lecanoromycetes	Lecanorales	<i>Brigantiaea leucoxantha</i> (Spreng.) R.Sant. & Hafellner	X		Corticícola
	<i>Cladia</i>	<i>Cladia aggregata</i> (Sw.) Nyl.	Alagoas		Terrícola
	<i>Cladonia</i>	<i>Cladonia anaemica</i> (Nyl.) Stenroos	Alagoas		Saxícola
		<i>Cladonia ceratophylla</i> (Sw.) Sprengel	X		Corticícola
		<i>Cladonia didyma</i> (Fée) Vain.	Alagoas		Saxícola
		<i>Cladonia pityrophylla</i> Nyl.	Alagoas		Terrícola
		<i>Cladonia polyscypha</i> Ahti & Xavier Filho	Alagoas		Saxícola
		<i>Cladonia robbinsii</i> A. Evans	Alagoas		Saxícola
		<i>Cladonia rugicaulis</i> Ahti	Alagoas		Terrícola
		<i>Cladonia subdelicatula</i> Vain. ex Asahina	Alagoas		Corticícola
		<i>Cladonia subradiata</i> (Vain.) Sandstede	Alagoas	X	Corticícola
		<i>Cladonia subsquamosa</i> Kremp.		X	Saxícola
	<i>Haematomma</i>	<i>Haematomma flexuosum</i> Hillm.	Alagoas		Corticícola
	<i>Lecanora</i>	<i>Lecanora achroa</i> Nyl.	X		Corticícola
		<i>Lecanora concilianda</i> Vain.	Alagoas	Bahia	Corticícola
		<i>Lecanora concilians</i> Nyl.	Alagoas		Corticícola
		<i>Lecanora helva</i> Stizenb.	Alagoas		Corticícola
		<i>Lecanora hypocrocea</i> Vain.	Alagoas		Corticícola

	<i>Lecanora hypocrocina</i> Nyl.	X		Corticícola
	<i>Lecanora kalbiana</i> Lumbsch	Alagoas		Saxícola
	<i>Lecanora leproplaca</i> Zahlbr.	Alagoas	Bahia	Corticícola
	<i>Lecanora leprosa</i> Fée	Alagoas		Corticícola
	<i>Lecanora oreinodes</i> (Körb.) Hertel & Rambold	Alagoas		Saxícola
	<i>Lecanora pseudistera</i> Nyl.	Alagoas		Saxícola
	<i>Lecanora stramineoalbida</i> Vain.	Alagoas		Corticícola
	<i>Lecanora subimmersa</i> (Fée) Vain.	Alagoas		Saxícola
	<i>Lecanora tropica</i> Zahlbr.	Alagoas	Bahia	Corticícola
	<i>Lecanora vainioi</i> Vänskä	Alagoas		Saxícola
<i>Lecidella</i>	<i>Lecidella buelliastrum</i> (Müll. Arg.) Knoph & Rambold	Alagoas		Saxícola
	<i>Lecidella chodati</i> (Samp.) Knoph & Hertel	Alagoas		Saxícola
	<i>Lecidella enteroleucella</i> (Nyl.) Hertel	Brasil		Saxícola
<i>Traponora</i>	<i>Traponora asterella</i> Aptroot	Alagoas		Corticícola
<i>Letrouitia</i>	<i>Letrouitia domingensis</i> (Pers.) Hafellner & Bellemère		X	Corticícola
	<i>Letrouitia vulpina</i> (Tuck.) Hafellner & Bellemère		Bahia	Corticícola
<i>Malmidea</i>	<i>Malmidea atlantica</i> (M. Cáceres & Kalb) M. Cáceres & Kalb	Alagoas	Bahia	Corticícola
	<i>Malmidea bakeri</i> (Vain.) Kalb, Rivas Plata & Lumbsch	Brasil		Corticícola
	<i>Malmidea flavopustulosa</i> (M. Cáceres & Lücking) M. Cáceres & Kalb	X	X	Corticícola
	<i>Malmidea fuscella</i> (Müll. Arg.) Kalb & Lücking	X		Corticícola
	<i>Malmidea granifera</i> (Ach.) Kalb, Rivas Plata & Lumbsch	X	Bahia	Corticícola
	<i>Malmidea gyalectoides</i> (Vain.) Kalb & Lücking	X		Corticícola
	<i>Malmidea hypomela</i> (Nyl.) Kalb & Lücking	Alagoas		Corticícola
	<i>Malmidea incrassata</i> Kalb	Alagoas		Corticícola
	<i>Malmidea leptoloma</i> (Müll. Arg.) Kalb & Lücking	X		Corticícola
	<i>Malmidea papillosa</i> Weerakoon & Aptroot	Alagoas		Corticícola
	<i>Malmidea piperina</i> (Zahlbr.) Breuss & Aptroot	Alagoas	Bahia	Corticícola
	<i>Malmidea piperis</i> (Spreng.) Kalb, Rivas Plata & Lumbsch	X	Bahia	Corticícola

	<i>Malmidea psychotrioides</i> (Kalb & Lücking) Kalb, Rivas Plata & Lumbsch	X	Bahia	Corticícola
	<i>Malmidea rhodopsis</i> (Tuck.) Kalb, Rivas Plata & Lumbsch	Alagoas		Corticícola
	<i>Malmidea sulphureosorediata</i> M. Cáceres, D.A. Mota & Aptroot	Alagoas	X	Corticícola
	<i>Malmidea vinosa</i> (Eschw.) Kalb, Rivas Plata & Lumbsch	X	Bahia	Corticícola
<i>Sprucidea</i>	<i>Sprucidea granulosa</i> M. Cáceres, Aptroot & Lücking	Alagoas	Bahia	Corticícola
	<i>Sprucidea gymnopiperis</i> (Kalb) M. Cáceres, Aptroot & Lücking	Alagoas	X	Corticícola
<i>Bulbothrix</i>	<i>Bulbothrix caribensis</i> Marcelli & Benatti		Brasil	Coriticícola
	<i>Bulbothrix laevigatula</i> (Nyl.) Hale	X	X	Coriticícola
	<i>Bulbothrix leprieurii</i> Aubel		X	Coriticícola
	<i>Bulbothrix lyngei</i> Benatti & Marcelli	Alagoas		Corticícola
	<i>Bulbothrix oliveirae</i> Fletcher	Alagoas		Corticícola
	<i>Bulbothrix subdissecta</i> (Nyl.) Hale	X		Corticícola
<i>Canoparmelia</i>	<i>Canoparmelia caroliniana</i> (Nyl.) Elix & Hale	Alagoas	X	Coriticícola
	<i>Canoparmelia cryptochlorophaea</i> (Hale) Elix & Hale	Alagoas	Bahia	Coriticícola
	<i>Canoparmelia martinicana</i> (Nyl.) Elix & Hale		Brasil	Coriticícola
<i>Hypotrachyna</i>	<i>Hypotrachyna flavida</i> (Zahlbr.) Hale	Alagoas		Saxícola
	<i>Hypotrachyna imbricatula</i> (Zahlbr.) Hale	Alagoas		Corticícola
	<i>Hypotrachyna kalbii</i> Elix, Nash & Sipman	Alagoas		Saxícola
	<i>Hypotrachyna neodissecta</i> (Hale) Hale		Bahia	Coriticícola
	<i>Hypotrachyna osseoalba</i> (Vain.) Y.S Park & Hale	Alagoas		Corticícola
	<i>Hypotrachyna protoformosana</i> Elix, Nash & Sipman	Alagoas	Bahia	Corticícola
<i>Neoprotoparmelia</i>	<i>Neoprotoparmelia brasilioides</i> Garima Singh, M. Cáceres & Aptroot	Alagoas	X	Coriticícola
	<i>Neoprotoparmelia capitata</i> (Lendemmer) Garima Singh, Lumbsch & I. Schmitt		X	Coriticícola
<i>Parmelinella</i>	<i>Parmelinella cinerascens</i> (Lyngé) Benatti & Marcelli		Bahia	Coriticícola
<i>Parmelinopsis</i>	<i>Parmelinopsis minarum</i> (Vain.) Elix & Hale	X	X	Corticícola
	<i>Parmelinopsis spumosa</i> (Asahina) Elix & Hale	Alagoas		Corticícola
	<i>Parmelinopsis subfaticens</i> (Kurok.) Elix & Hale	Alagoas	Bahia	Corticícola

<i>Parmotrema</i>	<i>Parmotrema clavuliferum</i> (Räs.) Streimann	Alagoas		Corticícola
	<i>Parmotrema crinitum</i> (Ach.) M. Choisy	Alagoas	Bahia	Coriticícola
	<i>Parmotrema ciliiferum</i> Hale		Bahia	Coriticícola
	<i>Parmotrema cristiferum</i> (Taylor) Hale	Alagoas		Corticícola
	<i>Parmotrema delicatulum</i> (Vain.) Hale	Alagoas		Saxícola
	<i>Parmotrema flavescens</i> (Kremp.) Hale	Alagoas		Saxícola
	<i>Parmotrema margaritatum</i> (Hue) Hale	Alagoas		Saxícola
	<i>Parmotrema mellissii</i> (C.W. Dodge) Hale	Alagoas	X	Corticícola
	<i>Parmotrema mordenii</i> (Hale) Hale	Alagoas		Saxícola
	<i>Parmotrema paraense</i> Hale		Bahia	Coriticícola
	<i>Parmotrema praesorediosum</i> (Nyl.) Hale	Alagoas	Bahia	Coriticícola
	<i>Parmotrema progenes</i> Hale		Bahia	Coriticícola
	<i>Parmotrema rampoddense</i> (Nyl.) Hale		Bahia	Coriticícola
	<i>Parmotrema reticulatum</i> (Taylor) M. Choisy	Alagoas		Corticícola
	<i>Parmotrema robustum</i> (Degel.) Hale	Alagoas		Corticícola
	<i>Parmotrema subtinctorium</i> (Zahlbr.) Hale	Alagoas		Corticícola
	<i>Parmotrema sulphuratum</i> (Nees & Flot.) Hale	X	X	Corticícola
	<i>Parmotrema tinctorum</i> (Nyl.) Hale	X	X	Corticícola
	<i>Parmotrema zollingeri</i> (Hepp) Hale	Alagoas		Corticícola
	<i>Pseudoparmelia</i>	<i>Pseudoparmelia hypomiltha</i> (Fée) Hale	Alagoas	
<i>Pseudoparmelia uleana</i> (Müll. Arg.) Elix & Nash		Alagoas	Bahia	Corticícola
<i>Relicina</i>	<i>Relicina abstrusa</i> (Vain.) Hale	Alagoas	X	Corticícola
<i>Usnea</i>	<i>Usnea angulata</i> Ach.	X		Corticícola
	<i>Usnea aspera</i> (Eschw.) Vain.	X		Saxícola
	<i>Usnea brasiliensis</i> (Zahlbr.) Motyka	Alagoas		Corticícola
	<i>Usnea complecta</i> Motyka	Alagoas		Saxícola
	<i>Usnea dasaea</i> Stirt.	Alagoas		Corticícola
	<i>Usnea densirostra</i> Taylor	Alagoas		Saxícola
	<i>Usnea perhispidella</i> Steiner	Alagoas		Corticícola
	<i>Usnea rubicunda</i> Stirt.	Alagoas		Saxícola

<i>Xanthoparmelia</i>	<i>Xanthoparmelia brasiliensis</i> Nash & Elix	Alagoas		Saxícola
	<i>Xanthoparmelia monastica</i> Nash & Elix	Alagoas		Saxícola
	<i>Xanthoparmelia neopropagulooides</i> Hale	Alagoas		Saxícola
	<i>Xanthoparmelia plittii</i> (Gyeln.) Hale	Alagoas		Saxícola
<i>Bapalmuia</i>	<i>Bapalmuia confusa</i> Kalb & Lücking	Alagoas		Corticícola
	<i>Bapalmuia halleana</i> Sérus.		Bahia	Coriticícola
<i>Brasilicia</i>	<i>Brasilicia brasiliensis</i> (Müll. Arg.) Lücking, Kalb & Sérus.		X	Folíicola
<i>Byssoloma</i>	<i>Byssoloma chlorinum</i> (Vain.) Zahlbr.	Alagoas	Bahia	Folíicola
	<i>Byssoloma leucoblepharum</i> (Nyl.) Vain.	Alagoas	X	Folíicola
	<i>Byssoloma minutissimum</i> Kalb & Vězda	Alagoas		Folíicola
	<i>Byssoloma subdiscordans</i> (Nyl.) P. James	Alagoas	X	Folíicola
<i>Calopadia</i>	<i>Calopadia pruinosa</i> Lücking & Chaves		Bahia	Coriticícola
	<i>Calopadia Folíicola</i> (Fée) Vězda	X		Folíicola
	<i>Calopadia subcoerulescens</i> (Zahlbr.) Vězda	Alagoas	Bahia	Corticícola
<i>Fellhanera</i>	<i>Fellhanera bouteillei</i> (Desm.) Vězda	Alagoas	Bahia	Folíicola
	<i>Fellhanera stanhopeae</i> (Müll. Arg.) Lücking	Alagoas		Folíicola
	<i>Fellhanera sublecanorina</i> (Nyl.) Vězda	Alagoas		Folíicola
<i>Micarea</i>	<i>Micarea corallothallina</i> M. Cáceres, D.A. Mota & Aptroot	Alagoas		Corticícola
	<i>Micarea termitophila</i> Aptroot & M. Cáceres		Bahia	Terrícola
<i>Septotrapelia</i>	<i>Septotrapelia usnica</i> (Sipman) Kalb & Bungartz		Brasil	Saxícola
<i>Sporopodium</i>	<i>Sporopodium citrinum</i> (Zahlbr.) Elix, Lumbsch & Lücking		Bahia	Folíicola
	<i>Sporopodium leprieurii</i> Mont.	Alagoas	Bahia	Folíicola
	<i>Sporopodium xantholeucum</i> (Müll. Arg.) Zahlbr.	Alagoas		Folíicola
<i>Tapellaria</i>	<i>Tapellaria nana</i> (Fée) R. Sant.	Alagoas	X	Folíicola
<i>Brianaria</i>	<i>Brianaria lutulata</i> (Nyl.) S. Ekman & M. Svenss.	America do Sul		Corticícola
<i>Auriculora</i>	<i>Auriculora byssomorpha</i> (Nyl.) Kalb	X		Corticícola
<i>Bacidia</i>	<i>Bacidia arceutina</i> (Müll. Arg.) Zahlbr.		Bahia	Coriticícola
	<i>Bacidia heterochroa</i> (Müll. Arg.) Zahlbr.	Alagoas		Corticícola
	<i>Bacidia termitophila</i> Aptroot & M. Cáceres		X	Saxícola

<i>Bacidina</i>	<i>Bacidina apiahica</i> (Müll. Arg.) Vězda	Alagoas	Bahia	Folícola
	<i>Bacidina arvidssonii</i> (Sérus.) Lücking	Alagoas		Folícola
	<i>Bacidina medialis</i> (Tuck. ex Nyl.) Kistenich, Timdal, Bendiksby & S. Ekman	Alagoas		Saxícola
	<i>Bacidina neotropica</i> Lücking	Alagoas	Bahia	Corticícola
<i>Bacidiopsora</i>	<i>Bacidiopsora silvícola</i> (Malme) Kalb	X		Corticícola
	<i>Bactrospora denticulata</i> (Vain.) Egea & Torrente	Brasil		Corticícola
<i>Crustospathula</i>	<i>Crustospathula amazonica</i> Aptroot, M. Cáceres & Timdal	Alagoas		Corticícola
<i>Eschatogonia</i>	<i>Eschatogonia angustiloba</i> Timdal		Bahia	Coriticícola
	<i>Eschatogonia dissecta</i> Timdal & R. Sant.	Alagoas		Corticícola
	<i>Eschatogonia minuta</i> Timdal & R. Sant.		Bahia	Coriticícola
	<i>Eschatogonia prolifera</i> (Mont.) R. Sant.		Bahia	Coriticícola
<i>Megalaria</i>	<i>Megalaria bengalensis</i> Jagadeesh, Aptroot, G.P. Sinha & Singh	Alagoas		Corticícola
	<i>Megalaria leptocheila</i> (Tuck.) Fryday & Lendemer		X	Coriticícola
<i>Parallopsora</i>	<i>Parallopsora labriformis</i> (Timdal) Kistenich, Timdal, Bendiksby & S. Ekman		Bahia	Coriticícola
	<i>Parallopsora leucophyllina</i> (Nyl.) Kistenich, Timdal, Bendiksby & S. Ekman	Alagoas		Folícola
<i>Phyllopsora</i>	<i>Phyllopsora buettneri</i> (Müll. Arg.) Zahlbr.	Alagoas	Bahia	Corticícola
	<i>Phyllopsora chlorophaea</i> (Müll. Arg.) Zahlbr.	Alagoas		Corticícola
	<i>Phyllopsora cinchonarum</i> (Fée) Timdal		Bahia	Coriticícola
	<i>Phyllopsora corallina</i> (Eschw.) Müll. Arg.		X	Coriticícola
	<i>Phyllopsora furfuracea</i> (Pers.) Zahlbr.	X	Bahia	Corticícola
	<i>Phyllopsora isidiotyla</i> (Vain.) Riddle	Alagoas		Corticícola
	<i>Phyllopsora parvifolia</i> (Pers.) Müll. Arg.	X	X	Corticícola/ Saxícola
	<i>Phyllopsora pyrromelaena</i> (Tuck.) Swinscow & Krog		Bahia	Coriticícola
	<i>Phyllopsora pyxinoides</i> (Nyl.) Kistenich, Timdal, Bendiksby & S. Ekman	Alagoas	X	Corticícola
	<i>Phyllopsora santensis</i> (Tuck.) Swinscow & Krog	Alagoas	Bahia	Corticícola
	<i>Phyllopsora soralifera</i> Timdal	Alagoas		Corticícola

Ostropales	<i>Ramalina</i>	<i>Ramalina aspera</i> Räsänen	Alagoas		Corticícola	
		<i>Ramalina cochlearis</i> Zahlbr.	Alagoas		Corticícola	
		<i>Ramalina dendriscoides</i> Nyl.	Alagoas		Corticícola	
		<i>Ramalina peruviana</i> Ach.	X	X	Corticícola	
		<i>Ramalina solediosa</i> (B. de Lesd.) Landrón	Alagoas		Corticícola	
		<i>Ramalina usnea</i> (L.) Howe	Alagoas		Corticícola	
	<i>Ramboldia</i>	<i>Ramboldia haematites</i> (Fée) Kalb, Lumbsch & Elix	X		Corticícola	
		<i>Ramboldia russula</i> (Ach.) Kalb, Lumbsch & Elix	Alagoas		Corticícola	
	<i>Tephromela</i>	<i>Tephromela matogrossensis</i> Kalb & Elix	Alagoas		Saxícola	
	<i>Coenogonium</i>	<i>Coenogonium barbatum</i> Lücking, Aptroot & Umaña	Alagoas	Bahia	Folíícola	
		<i>Coenogonium chloroticum</i> Xavier-Leite, M. Cáceres & Aptroot	Alagoas		Corticícola	
		<i>Coenogonium confervoides</i> Nyl.	X		Corticícola	
		<i>Coenogonium coppinsii</i> Aptroot & M. Cáceres		Bahia	Terrícola	
		<i>Coenogonium dilucidum</i> (Kremp.) Kalb & Lücking	Alagoas	Bahia	Folíícola	
		<i>Coenogonium hypophyllum</i> (Vězda) Kalb & Lücking	Alagoas		Folíícola	
		<i>Coenogonium interplexum</i> Nyl.	X		Corticícola	
		<i>Coenogonium leprieurii</i> (Mont.) Nyl.	X	Bahia	Folíícola	
		<i>Coenogonium linkii</i> Ehrenb.		X	Corticícola	
		<i>Coenogonium pineti</i> (Schrad. ex Ach.) Lücking & Lumbsch	Alagoas		Corticícola	
		<i>Coenogonium strigosum</i> Rivas Plata, Lücking & Chaves	X		Corticícola	
		<i>Coenogonium subdentatum</i> (Vězda & G. Thor) Rivas Plata, Lücking, Umaña & Chaves	X	X	Corticícola	
		<i>Coenogonium subdilutum</i> (Malme) Lücking, Aptroot & Sipman		Bahia	Corticícola	
		<i>Coenogonium subluteum</i> (Rehm) Kalb & Lücking	Alagoas	X	Folíícola	
		<i>Coenogonium subzonatum</i> (Lücking) Lücking & Kalb		Bahia	Corticícola	
		<i>Coenogonium zonatum</i> (Müll. Arg.) Kalb & Lücking	Alagoas		Corticícola	
		<i>Actinoplaca</i>	<i>Actinoplaca strigulacea</i> Müll. Arg.	Alagoas		Folíícola
		<i>Aulaxina</i>	<i>Aulaxina quadrangula</i> (Stirt.) R. Sant.	Alagoas	X	Folíícola
<i>Echinoplaca</i>	<i>Echinoplaca diffluens</i> (Müll. Arg.) R. Sant.	Alagoas		Folíícola		

	<i>Echinoplaca epiphylla</i> Fée		X	Foliícola
	<i>Echinoplaca leucomuralis</i> Lücking	Alagoas		Corticícola
	<i>Echinoplaca leucotrichoides</i> (Vain.) R. Sant.	X		Foliícola
	<i>Echinoplaca pellicula</i> (Müll. Arg.) R. Sant.	Alagoas	Bahia	Foliícola
	<i>Echinoplaca similis</i> Kalb & Vězda	Alagoas		Foliícola
	<i>Echinoplaca verrucifera</i> Lücking	Alagoas		Foliícola
<i>Gyalectidium</i>	<i>Gyalectidium filicinum</i> Müll. Arg.	Alagoas	X	Foliícola
<i>Gyalidea</i>	<i>Gyalidea mexicana</i> (B. de Lesd.) Vězda	Brasil		Terrícola
<i>Gyalideopsis</i>	<i>Gyalideopsis cochlearifera</i> Sérus. & Lücking	Alagoas		Foliícola
	<i>Gyalideopsis vainioi</i> Kalb & Vězda	Alagoas		Corticícola
	<i>Gyalideopsis palmata</i> Kalb & Vězda		X	Coriticícola
<i>Tricharia</i>	<i>Tricharia urceolata</i> (Müll. Arg.) R. Sant.	X	Bahia	Foliícola
<i>Acanthotrema</i>	<i>Acanthotrema brasilianum</i> (Hale) Frisch	Alagoas	X	Corticícola
<i>Astrochapsa</i>	<i>Astrochapsa astroidea</i> (Berk. & Broome) Parmen, Lücking & Lumbsch		Bahia	Coriticícola
	<i>Astrochapsa platycarpella</i> (Vain.) Parmen, Lücking & Lumbsch	Alagoas		Corticícola
<i>Carbacanthographis</i>	<i>Carbacanthographis stictica</i> Staiger & Kalb		X	Coriticícola
	<i>Carbacanthographis subalbotecta</i> Staiger & Kalb		Bahia	Coriticícola
<i>Chapsa</i>	<i>Chapsa albomaculata</i> (Sipman) Sipman & Lücking		Bahia	Coriticícola
	<i>Chapsa alborosella</i> (Nyl.) Frisch	X	Bahia	Corticícola
	<i>Chapsa dissuta</i> (Hale) Mangold	Alagoas	X	Corticícola
	<i>Chapsa indica</i> A. Massal.	X		Corticícola
<i>Chroodiscus</i>	<i>Chroodiscus coccineus</i> (Leight.) Müll. Arg.	Alagoas	X	Foliícola
<i>Cruentotrema</i>	<i>Cruentotrema cruentatum</i> (Mont.) Rivas Plata, Lumbsch & Lücking	X		Corticícola
<i>Cryptoschizotrema</i>	<i>Cryptoschizotrema cryptotrema</i> (Nyl.) Aptroot, Lücking & M. Cáceres	Alagoas	Bahia	Corticícola
<i>Diorygma</i>	<i>Diorygma antillarum</i> (Vain.) Nelsen, Lücking & Rivas Plata	Alagoas		Corticícola
	<i>Diorygma confluens</i> (Fée) Kalb, Staiger & Elix	Alagoas	Bahia	Corticícola
	<i>Diorygma erythrellum</i> (Mont. & Bosch) Kalb, Staiger & Elix	Alagoas		Corticícola

	<i>Diorygma hieroglyphicum</i> (Pers.) Staiger & Kalb	Alagoas	Bahia	Corticícola
	<i>Diorygma poitaei</i> (Fée) Kalb, Staiger & Elix	X	X	Corticícola
	<i>Diorygma reniforme</i> (Fée) Kalb, Staiger & Elix	Alagoas	X	Corticícola
<i>Diploschistes</i>	<i>Diploschistes actinostomus</i> (Pers.) Zahlbr.	Alagoas		Saxícola
	<i>Diploschistes euganeus</i> (A. Massal.) Zahlbr.	Alagoas		Saxícola
	<i>Diploschistes hypoleucus</i> (Vain.) Zahlbr.		Bahia	Saxícola
<i>Dyplolabia</i>	<i>Dyplolabia afzelii</i> (Ach.) A. Massal.		X	Coriticícola
<i>Fissurina</i>	<i>Fissurina amazonica</i> M. Cáceres, Aptroot & Lücking	Alagoas		Corticícola
	<i>Fissurina dumastii</i> Fée	X	X	Coriticícola
	<i>Fissurina instabilis</i> (Nyl.) Nyl.		X	Coriticícola
	<i>Fissurina nigrolabiata</i> Rivas Plata, Bawingan & Lücking	Brasil		Corticícola
	<i>Fissurina pseudostromatica</i> Lücking & Rivas Plata	Alagoas	X	Coriticícola
	<i>Fissurina radiata</i> Mont.		Bahia	Coriticícola
	<i>Fissurina tectigera</i> (Eschw.) comb. ined.		Bahia	Coriticícola
<i>Glaucotrema</i>	<i>Glaucotrema glaucophaenum</i> (Kremp.) Rivas Plata & Lumbsch		Bahia	Coriticícola
<i>Glyphis</i>	<i>Glyphis cicatricosa</i> Ach.	X	X	Coriticícola
	<i>Glyphis scyphulifera</i> (Ach.) Staiger	X		Coriticícola
<i>Graphis</i>	<i>Graphis acharii</i> Fée	Alagoas	X	Coriticícola
	<i>Graphis angustata</i> Eschw.		Bahia	Coriticícola
	<i>Graphis argentata</i> Lücking & Umana	X	Bahia	Corticícola
	<i>Graphis brahmanensis</i> Aptroot	Alagoas		Corticícola
	<i>Graphis caesiella</i> Vain.	X		Corticícola
	<i>Graphis cerradensis</i> Marcelli, Benatti & Lücking	Alagoas		Corticícola
	<i>Graphis chloroalba</i> Makhija & Adaw.		Brasil	Coriticícola
	<i>Graphis chlorotica</i> A. Massal.	Brasil		Corticícola
	<i>Graphis cincta</i> (Pers.) Aptroot	Alagoas		Corticícola
	<i>Graphis desquamescens</i> (Fée) Zahlbr.	Alagoas		Corticícola
	<i>Graphis duplicata</i> Ach.	Alagoas	X	Corticícola
	<i>Graphis furcata</i> Fée	X	X	Corticícola
	<i>Graphis glaucescens</i> Fée	X	X	Corticícola

	<i>Graphis ingarum</i> (Vain.) Lücking		X	Coriticícola
	<i>Graphis haleana</i> R.C. Harris	Alagoas		Corticícola
	<i>Graphis handelii</i> Zahlbr.	Alagoas		Corticícola
	<i>Graphis ingarum</i> (Vain.) Lücking	Alagoas		Corticícola
	<i>Graphis leptoclada</i> Müll. Arg.		X	Coriticícola
	<i>Graphis longula</i> Kremp.	Alagoas		Corticícola
	<i>Graphis lucifica</i> R.C. Harris	Alagoas		Corticícola
	<i>Graphis miniata</i> Redinger		Bahia	Coriticícola
	<i>Graphis pernambucoradians</i> M. Cáceres & Lücking	Alagoas	X	Coriticícola
	<i>Graphis phaeospora</i> Vain.		Bahia	Coriticícola
	<i>Graphis pinicola</i> Zahlbr.	Alagoas	Bahia	Corticícola
	<i>Graphis sitiana</i> Vain.		X	Coriticícola
<i>Hemithecium</i>	<i>Hemithecium laubertianum</i> (Fée) Staiger	Alagoas		Corticícola
<i>Leucodecton</i>	<i>Leucodecton compunctellum</i> (Nyl.) Frisch		Bahia	Coriticícola
<i>Malmographina</i>	<i>Malmographina plicosa</i> (Meissn.) M. Cáceres, Rivas Plata & Lücking		X	Coriticícola
<i>Melanotrema</i>	<i>Melanotrema platystomum</i> (Mont.) Frisch	Alagoas		Corticícola
<i>Myriotrema</i>	<i>Myriotrema aggregans</i> Sipman & Lücking		Brasil	Coriticícola
	<i>Myriotrema frondosum</i> Hale		Brasil	Coriticícola
	<i>Myriotrema glauculum</i> (Nyl.) Hale		X	Coriticícola
	<i>Myriotrema hartii</i> (Müll. Arg.) Hale	Brasil		Corticícola
	<i>Myriotrema microporum</i> (Mont.) Hale	Alagoas		Corticícola
	<i>Myriotrema myrioporoides</i> (Müll. Arg.) Hale		X	Coriticícola
	<i>Myriotrema neofrondosum</i> Sipman		X	Coriticícola
	<i>Myriotrema pulverulentum</i> (Hale) Hale	Brasil	Brasil	Corticícola
	<i>Myriotrema viride</i> Nagarkar & Hale		Brasil	Coriticícola
<i>Nadvornikia</i>	<i>Nadvornikia hawaiiensis</i> (Tuck.) Tibell	Alagoas		Corticícola
<i>Nitidochapsa</i>	<i>Nitidochapsa leprieurii</i> (Mont.) Parmen, Lücking & Lumbsch		Bahia	Coriticícola
<i>Ocellularia</i>	<i>Ocellularia auberianoides</i> (Nyl.) Müll. Arg.	Alagoas		Corticícola
	<i>Ocellularia bahiana</i> (Ach.) Frisch	X		Corticícola

	<i>Ocellularia cavata</i> (Ach.) Müll. Arg.		X	Coriticícola
	<i>Ocellularia gracilis</i> Müll. Arg.		X	Coriticícola
	<i>Ocellularia inspersula</i> Lücking & Aptroot	Alagoas	Bahia	Corticícola
	<i>Ocellularia interposita</i> (Nyl.) Hale		Brasil	Coriticícola
	<i>Ocellularia mauritiana</i> Hale		Bahia	Coriticícola
	<i>Ocellularia papillata</i> (Leighton) Zahlbr.		Bahia	Coriticícola
	<i>Ocellularia percolumellata</i> Sipman		X	Coriticícola
	<i>Ocellularia praestans</i> (Müll. Arg.) Hale	Alagoas	X	Coriticícola
	<i>Ocellularia pseudopapillata</i> Papong, Mangold & Lücking		X	Coriticícola
	<i>Ocellularia thryptica</i> Hale		Brasil	Coriticícola
	<i>Ocellularia usnicolor</i> Peláez, B. Moncada & Lücking	Alagoas		Corticícola
	<i>Ocellularia violacea</i> Räsänen	Brasil	Brasil	Corticícola
<i>Pallidogramme</i>	<i>Pallidogramme chlorocarpoides</i> (Nyl.) Staiger, Kalb & Lücking	Alagoas		Corticícola
<i>Phaeographis</i>	<i>Phaeographis brasiliensis</i> (A. Massal.) Kalb & Matthes-Leicht	X	X	Coriticícola
	<i>Phaeographis crispata</i> Kalb & Mathes-Leicht		X	Coriticícola
	<i>Phaeographis dendritica</i> (Ach.) Müll. Arg.		X	Coriticícola
	<i>Phaeographis epruinosa</i> (Redinger) Staiger	Alagoas	Bahia	Corticícola
	<i>Phaeographis fusca</i> Staiger	X		Corticícola
	<i>Phaeographis haematites</i> (Fée) Müll. Arg.	X	X	Corticícola
	<i>Phaeographis intricans</i> (Nyl.) Staiger		X	Coriticícola
	<i>Phaeographis kalbii</i> Staiger	Alagoas		Corticícola
	<i>Phaeographis lecanographa</i> (Nyl.) Staiger		Bahia	Coriticícola
	<i>Phaeographis leiogrammodes</i> (Kremp.) Müll. Arg.		Bahia	Coriticícola
	<i>Phaeographis lobata</i> (Eschw.) Müll. Arg.	Alagoas		Corticícola
	<i>Phaeographis neotricosa</i> Redinger		X	Coriticícola
	<i>Phaeographis punctiformis</i> (Eschw.) Müll. Arg.	Alagoas		Corticícola
<i>Platygramme</i>	<i>Platygramme colubrosa</i> (Nyl.) Staiger	Alagoas		Corticícola
	<i>Platygramme discurrens</i> (Nyl.) Staiger		Bahia	Coriticícola
<i>Platythecium</i>	<i>Platythecium colliculosum</i> (Mont.) Staiger	X	X	Corticícola

	<i>Platythecium dimorphodes</i> (Nyl.) Staiger	Alagoas		Corticícola
<i>Pseudochapsa</i>	<i>Pseudochapsa dilatata</i> (Müll. Arg.) Parmen, Lücking & Lumbsch	X	X	Corticícola
<i>Pseudotopeliopsis</i>	<i>Pseudotopeliopsis aggregata</i> (Hale) Parmen, Lücking & Lumbsch	X		Corticícola
<i>Reimnitzia</i>	<i>Reimnitzia santensis</i> (Tuck.) Kalb	Alagoas		Corticícola
<i>Rhabdodiscus</i>	<i>Rhabdodiscus auberianus</i> (Mont.) Vain.		X	Coriticícola
	<i>Rhabdodiscus subemersus</i> (Müll. Arg.) Rivas Plata, Lücking & Lumbsch		Brasil	Coriticícola
<i>Sarcographa</i>	<i>Sarcographa fissurinoides</i> M. Cáceres & Lücking		Bahia	Coriticícola
	<i>Sarcographa labyrinthica</i> (Ach.) Müll. Arg.	X	X	Corticícola
<i>Thalloloma</i>	<i>Thalloloma anguiniforme</i> (Vain.) Staiger		Bahia	Coriticícola
	<i>Thalloloma astroideum</i> (Müll. Arg.) Staiger	Alagoas	Bahia	Coriticícola
	<i>Thalloloma hypoleptum</i> (Nyl.) Staiger		Bahia	Coriticícola
<i>Myeloconis</i>	<i>Myeloconis guyanensis</i> P.M. McCarthy & Elix		Bahia	Coriticícola
<i>Porina</i>	<i>Porina adflata</i> Müll. Arg.	Alagoas		Saxícola
	<i>Porina atlantica</i> (Erichsen) P.M. Jørg.		Bahia	Coriticícola
	<i>Porina cestrensis</i> (Tuck.) Müll. Arg.	X		Corticícola
	<i>Porina coralloidea</i> P. James	Alagoas		Corticícola
	<i>Porina distans</i> Vězda & Vivant	Alagoas	Bahia	Corticícola
	<i>Porina epiphylla</i> (Fée) Fée	Alagoas	X	Folíícola
	<i>Porina imitatrix</i> Müll. Arg.	Alagoas	Bahia	Folíícola
	<i>Porina internigrans</i> (Nyl.) Müll. Arg.	X		Corticícola
	<i>Porina isidioambigua</i> M. Cáceres, M.W.O. Santos & Aptroot	Alagoas	X	Saxícola
	<i>Porina leptalea</i> (Durieu & Mont.) A.L. Sm.	Alagoas		Corticícola
	<i>Porina leptosperma</i> Müll. Arg.		X	Coriticícola
	<i>Porina mastoidea</i> (Ach.) Müll. Arg.	X	X	Corticícola
	<i>Porina melanops</i> Malme	Alagoas		Corticícola
	<i>Porina nucula</i> Ach.		X	Coriticícola
	<i>Porina rubentior</i> (Stirt.) Müll. Arg.	Alagoas	X	Folíícola
	<i>Porina rufula</i> (Kremp.) Vain.	Alagoas		Folíícola

		<i>Porina soredata</i> Aptroot, Lücking & M. Cáceres	X		Corticícola
		<i>Porina subinterstes</i> (Nyl.) Müll. Arg.	X	Bahia	Corticícola
		<i>Porina tetracerae</i> (Afz. in Ach.) Müll. Arg.	X	X	Corticícola
		<i>Porina tetralocularis</i> Aptroot & Sipman		Bahia	Corticícola
	<i>Trichothelium</i>	<i>Trichothelium epiphyllum</i> Müll. Arg.	Alagoas	X	Foliícola
	<i>Geisleria</i>	<i>Geisleria sychnogonoides</i> Nitschke	Alagoas		Terrícola
	<i>Aspidothelium</i>	<i>Aspidothelium cinerascens</i> Vain.	Alagoas		Corticícola
		<i>Aspidothelium trichothelioides</i> Sérus. & Vězda		Bahia	Corticícola
	<i>Thelenella</i>	<i>Thelenella brasiliensis</i> (Müll. Arg.) Vain.		Bahia	Saxícola
		<i>Thelenella luridella</i> (Nyl.) Mayrh.	Alagoas		Saxícola
Peltigerales	<i>Coccocarpia</i>	<i>Coccocarpia domingensis</i> Vain.		X	Corticícola
		<i>Coccocarpia erythroxyli</i> (Spreng.) Swinscow & Krog		X	Corticícola
		<i>Coccocarpia filiformis</i> L. Arvidss.	Alagoas	X	Corticícola
		<i>Coccocarpia palmicola</i> (Spreng.) L. Arvidss. & D.J. Galloway	X	X	Corticícola
		<i>Coccocarpia pellita</i> (Ach.) Müll. Arg.	Alagoas	X	Corticícola
		<i>Coccocarpia prostrata</i> Lücking, Aptroot & Sipman	X	X	Corticícola
	<i>Leptogium</i>	<i>Leptogium atlanticum</i> Marcelli & Kitaura	Alagoas		Corticícola
		<i>Leptogium austroamericanum</i> (Malme) C.W. Dodge	X	Bahia	Corticícola
		<i>Leptogium cochleatum</i> (Dicks.) P.M. Jørg. & P. James	Alagoas		Corticícola
		<i>Leptogium coralloideum</i> (Meyen & Flotow) Vain.	Alagoas		Corticícola
		<i>Leptogium corticola</i> (Taylor) Tuck.	Alagoas	Bahia	Corticícola
		<i>Leptogium cyanescens</i> (Rabenh.) Koerber	X	Bahia	Corticícola
		<i>Leptogium denticulatum</i> Nyl.	Alagoas	Bahia	Corticícola
	<i>Leptogium isidiosellum</i> (Riddle) Sierk	Alagoas	X	Corticícola	
	<i>Leptogium marginellum</i> (Sw.) S.Gray	Alagoas		Corticícola	
	<i>Leptogium reticulatum</i> Mont.	Alagoas	Bahia	Saxícola	
	<i>Crocodia</i>	<i>Crocodia aurata</i> (Ach.) Link	Alagoas		Corticícola
	<i>Ricasolia</i>	<i>Ricasolia tenuis</i> (Vain.) Stizenb.	Alagoas		Corticícola
	<i>Sticta</i>	<i>Sticta xanthotropa</i> (Kremp.) D.J. Galloway	Alagoas		Corticícola

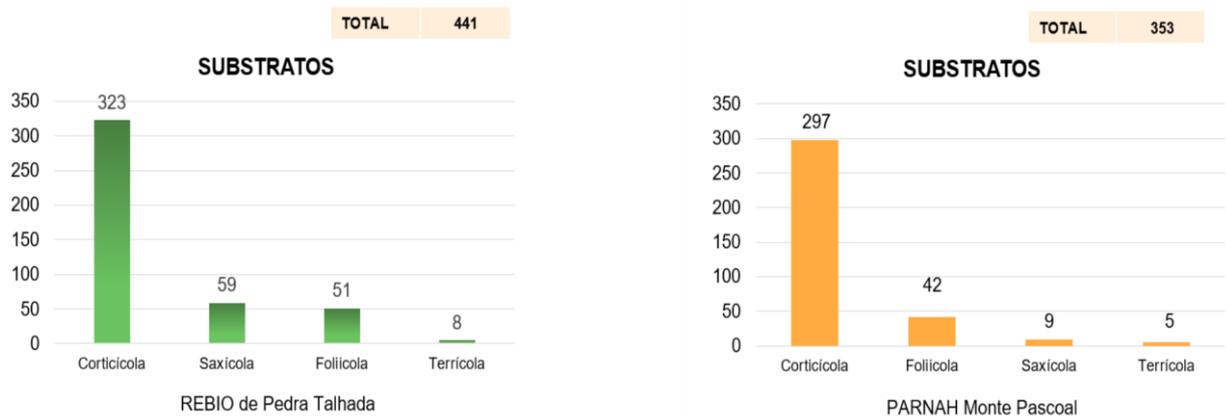
		<i>Polychidium</i>	<i>Polychidium dendriscum</i> (Nyl.) A. Henssen	Alagoas		Corticícola
		<i>Parmeliella</i>	<i>Parmeliella nigrocincta</i> (Mont.) Müll. Arg.	Alagoas		Saxícola
			<i>Parmeliella stylophora</i> (Vain.) P.M. Jørg.	Alagoas		Corticícola
	Pertusariales	<i>Dibaeis</i>	<i>Dibaeis sorediata</i> Kalb & Gierl	Alagoas		Terrícola
		<i>Ochrolechia</i>	<i>Ochrolechia africana</i> Vain.	Alagoas		Corticícola
		<i>Pertusaria</i>	<i>Pertusaria dehiscens</i> Müll. Arg.	X		Corticícola
			<i>Pertusaria flavens</i> Nyl.	X		Corticícola
			<i>Pertusaria lichexanthofarinosa</i> Aptroot & M. Cáceres		X	Corticícola
			<i>Pertusaria quassiae</i> (Fée) Nyl.	Alagoas		Corticícola
			<i>Pertusaria subventosa</i> Malme	X		Saxícola
			<i>Pertusaria tetrathalamia</i> (Fée) Nyl.	Alagoas		Corticícola
			<i>Pertusaria tropica</i> Vain.	Alagoas	Bahia	Corticícola
			<i>Pertusaria ventosa</i> Malme	Alagoas		Saxícola
	Teloschistales	<i>Brigantiaea</i>	<i>Brigantiaea leucoxantha</i> (Spreng.) R.Sant. & Hafellner		X	Corticícola
		<i>Letrouitia</i>	<i>Letrouitia domingensis</i> (Pers.) Hafellner & Bellemère	X		Corticícola
		<i>Megalospora</i>	<i>Megalospora pachycheila</i> (Tuck.) Sipman	Alagoas		Corticícola
			<i>Megalospora tuberculosa</i> (Fée) Sipman	Alagoas	Bahia	Corticícola
		<i>Caloplaca</i>	<i>Caloplaca brouardii</i> (B. de Lesd.) Zahlbr.	Alagoas		Saxícola
			<i>Caloplaca diplacia</i> (Ach.) Riddle	Alagoas		Saxícola
			<i>Caloplaca erythrantha</i> (Tuck.) Zahlbr.	Alagoas		Corticícola
			<i>Caloplaca isidiosa</i> (Vain.) Zahlbr.	Alagoas		Saxícola
		<i>Teloschistes</i>	<i>Teloschistes flavicans</i> (Sw.) Norm.	X		Corticícola
		<i>Placynthiella</i>	<i>Placynthiella icmalea</i> (Ach.) Coppins & P. James	Alagoas		Corticícola
	Trapeliales	<i>Trapelia</i>	<i>Trapelia coarctata</i> (Sm.) M. Choisy	Alagoas		Saxícola
		<i>Trapeliopsis</i>	<i>Trapeliopsis flexuosa</i> (Fr.) P. James & Coppins	Alagoas		Corticícola
			<i>Trapeliopsis studerae</i> Aptroot & M. Cáceres	X		Saxícola
		<i>Jenmania</i>	<i>Jenmania osorioi</i> A. Henssen	Alagoas		Saxícola
Lichinomycetes	Lichinales	<i>Pterygiopsis</i>	<i>Pterygiopsis atra</i> Vain.	Alagoas		Saxícola
		<i>Synalissa</i>	<i>Synalissa mattogrossensis</i> (Malme) Henssen	Alagoas	X	Saxícola

<i>Peltula</i>	<i>Peltula clavata</i> (Kremp.) Wetm.	Alagoas	Saxícola
	<i>Peltula euploca</i> (Ach.) Poelt ex Ozenda & Clauzade	Alagoas	Saxícola

As espécies acompanham o nome dos autores responsáveis pela identificação original, separadas por filo onde dentro dividem-se entre classe, seguindo por ordem, gênero e espécie. A coluna REGISTRO representa a distribuição de cada espécie, onde Alagoas ou Bahia representa novos registros aos estados; Brasil – novo registro ao país; América do Sul – novo registro para América de Sul; e América – novo registro para todo o continente. Fonte: O autor, 2020.

Amostras de diferentes substratos foram coletadas nas duas áreas de estudo, com predominância de líquens corticícolos nos dois parques, seguido por líquens foliícolas, saxícolas e terrícolas (Figura 4).

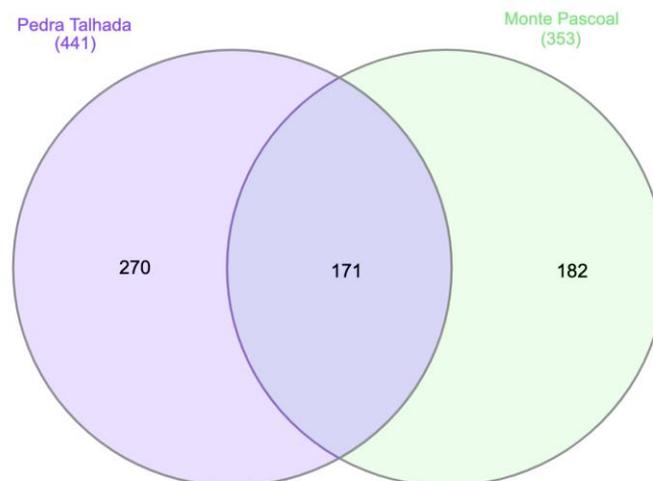
Figura 4 - Frequência de espécies de líquens por substrato coletado.



Fonte: O Autor, 2020.

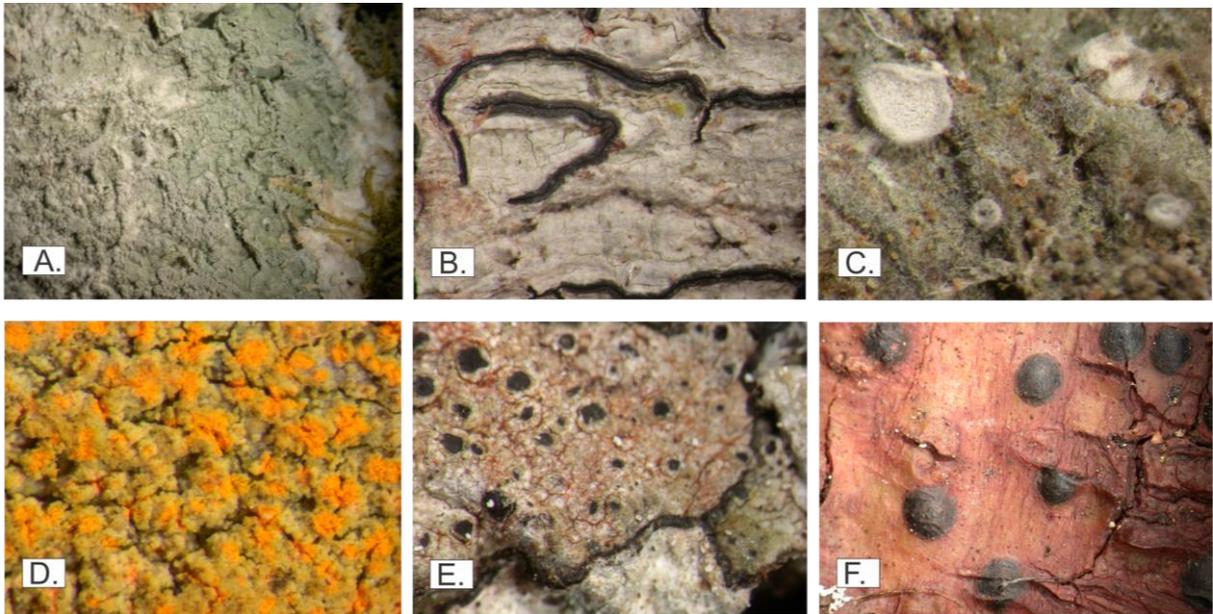
A partir do diagrama de Venn (Figura 5), é possível observar que do total de 623 espécies identificadas, os dois espaços compartilham 171 espécies, entre as quais *Cryptothecia striata*, *Graphis duplicata*, *Lecanactis epileuca*, *Malmidea atlantica*, *Mazosia carnea* e *Pyrenula rubromamillana* (Figura 6). A REBIO de Pedra Talhada apresenta na sua composição 270 espécies de líquens exclusivas (Figura 7), e enquanto o PARNAH de Monte Pascoal apresenta 182 espécies identificadas apenas para este espaço (Figura 8).

Figura 5 - Diagrama de Venn referente a riqueza de espécies identificadas na REBIO de Pedra Talhada e no PARNAH do Monte Pascoal.



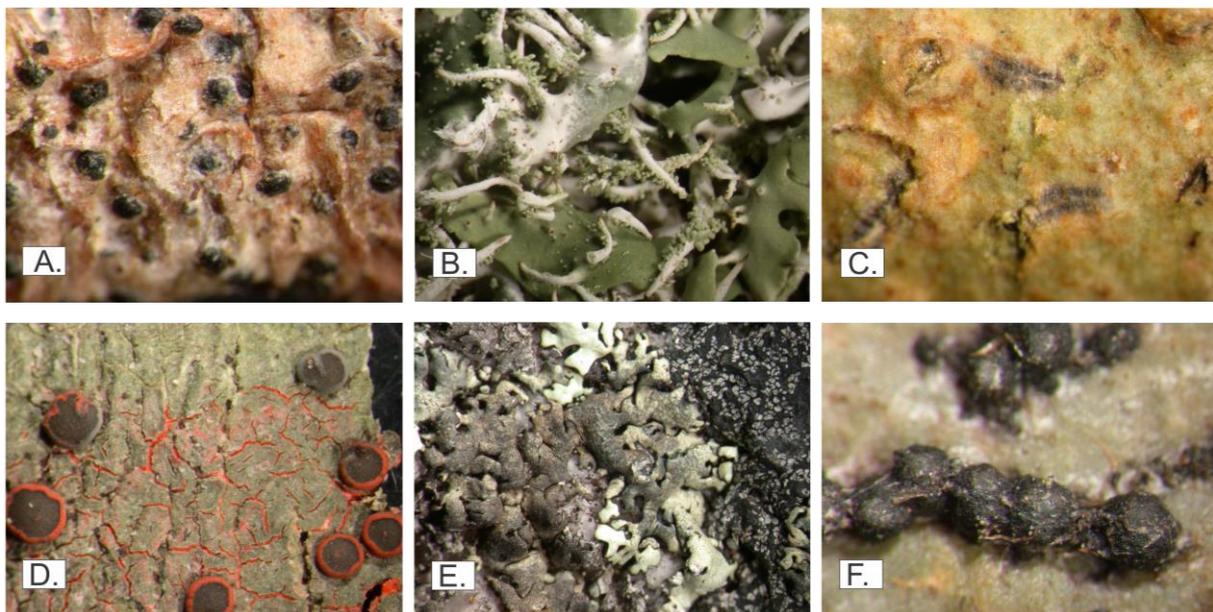
Fonte: O Autor, 2020.

Figura 6 – Espécies de líquens comuns na REBIO de Pedra Talhada e no PARNAH do Monte Pascoal: A. *Cryptothecia striata*, B. *Graphis duplicata*, C. *Lecanactis epileuca*, D. *Malmidea atlântica*, E. *Mazosia carnea*, F. *Pyrenula rubromamillana*.



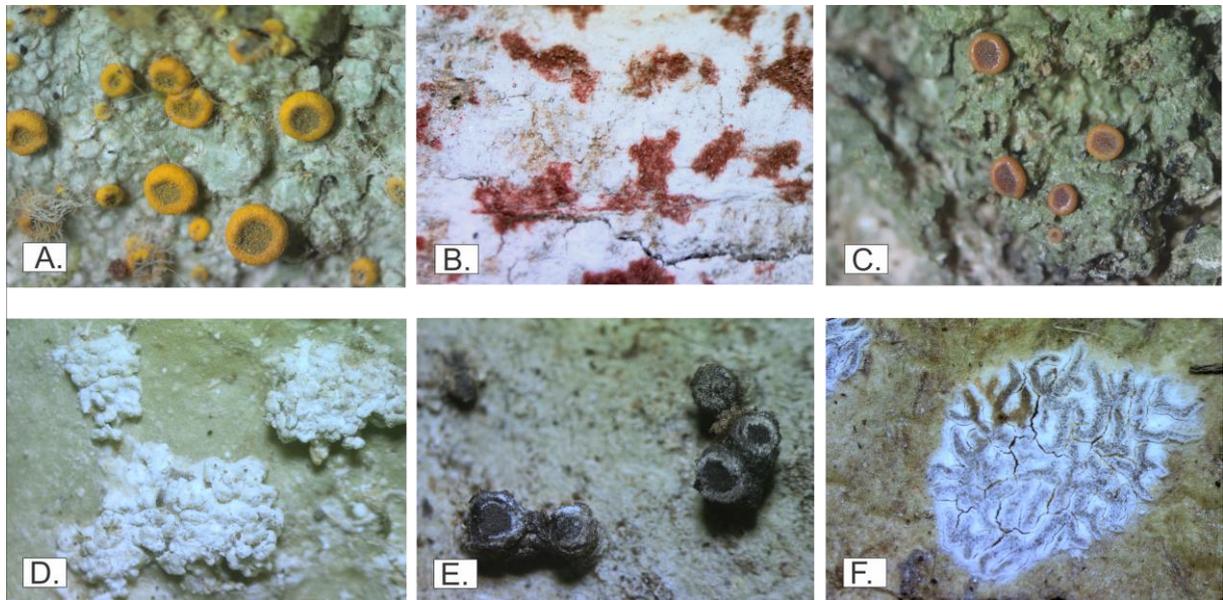
Fonte: O Autor, 2020.

Figura 7 – Espécies de líquens presentes apenas na REBIO de Pedra Talhada: A. *Anisomeridium subprostans*, B. *Cladonia ceratophylla*, C. *Fissurina nigrolabiata*, D. *Malmidea rhodopsis*, E. *Nigrovothelium tropicum*, F. *Xanthoparmelia monastica*.



Fonte: O Autor, 2020.

Figura 8 – Espécies de líquens presentes apenas no PARNAH Monte Pascoal: A. *Brigantiaea leucoxantha*, B. *Coniarthonia wilmsiana*, C. *Letrouitia vulpina*, D. *Myriotrema frondosum*, E. *Pyrgillus javanicus*, F. *Sarcographa fissurinoides*.



Fonte: O Autor, 2020.

4.2 NOVAS ESPÉCIES PARA CIÊNCIA

Hafellia sp. nova e *Pterygiopsis sp. nova* são duas das nove espécies novas, encontradas na REBIO de Pedra Talhada, e que foram identificadas até o momento.

O gênero *Hafellia* Kalb, H. Mayrhofer & Scheid. apresenta uma grande variação morfológica do talo, apotécio com diversas variações de cores, e gotas de óleo no himênio atribuindo assim um aspecto opaco ao himênio, e outra característica essencial é a presença do esporo do tipo *Callispora* (SHEARD, 1992). As espécies do gênero *Hafellia* são normalmente encontradas em regiões úmidas, costeiras ou montanhosas, com precipitação pesada ou em áreas de florestas tropicais (ETAYO & MARBACH, 2003).

Por sua vez, o gênero *Pterygiopsis* Vain., descrito em 1890 a partir de uma única espécie encontrada no Brasil crescendo sobre rocha próximo ao oceano por Vainio, sendo hoje um dos 43 generos circunscrito na família *Lichinaceae* Nyl. apresentando 17 especies aceitas (JØRGENSEN, 1990; LÜCKING et al., 2016). Além disso, o gênero *Pterygiopsis* é conhecido por apresentar cianobactéria como fotobionte na liquenização, e por crescer sobre rochas formada por silício em locais próximos a córregos (SCHULTZ et al. 2000; SCHULTZ & BÜDEL 2002). A morfologia do gênero varia de crostoso à esquamuloso, e em geral o fotobionte não está presente na medula (SCHULTZ et al. 2000).

Hafellia sp. nova Aptroot, Oliveira Junior & M.Cáceres (Figura 9 A-C)

Descrição: **Talo** corticado, liso, contínuo, cobrindo uma área de até 5 cm de diâmetro, *c.* 0.5 mm de espessura, de coloração cinza claro, com um protalo marrom brilhoso de *c.* 0.1 mm de espessura. **Ascoma** cupular, séssil de *c.* 0.6 – 1.2 mm de diâmetro, sem pruína, com margem e disco preto. **Hamatécio** insperso com gotículas de óleo. **Asco** com 4 ascósporos. Ascósporos de cinza para marrom, uni-septado, $30\text{--}38 \times 13\text{--}16 \mu\text{m}$, elipsoide, septo de espessura irregular, sem presença de uma camada gelatinosa. **Química** UV-, K+ amarelo>vermelho. TLC: ácido nortístico.

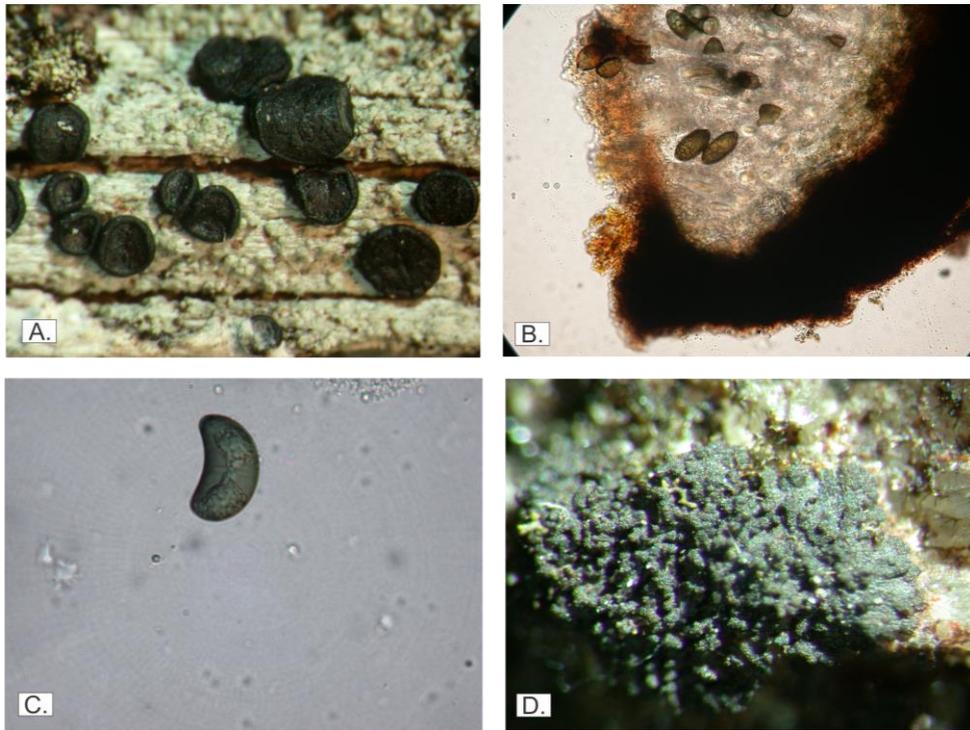
Tipo: Brasil, Alagoas, Pedra Talhada, 9°15' N e 36°25'35'' E, *c.* 500 m, casca de árvore, 21-23 de outubro de 2017, *M.E.S. Cáceres & A. Aptroot 42729* (**holótipo**: ISE; **isotipo**: ABL).

Pterygiopsis sp. nova Aptroot, Oliveira Junior & M.Cáceres (Figura 9 D)

Descrição: **Talo** placóide, aderido ao substrato, corticado na porção superior e inferior, liso ou com linhas claras, individualmente *c.* 1 cm de diâmetro, combinado cobrindo uma área de 25 cm de diâmetro, *c.* 75-95 μm de espessura, marrom esverdeado, partes internas cobertas abundantemente por isídios. **Lóbulos** relativamente indistintos, parcialmente causado pela dissecação, variando de 0.5-1.0 mm de largura e comprimento. **Córtex superior e inferior** *c.* 5-7 μm de largura, marrom, lumina achatado. **Medula** quase homiômero, com cianobactéria abundante na porção superior, células de $7\text{--}17 \times 7\text{--}13 \mu\text{m}$. **Cianobactéria** abundante no talo, simples, $10\text{--}17 \times 7\text{--}14 \mu\text{m}$, no isídio agrupadas em grupos de 1-8, 7-17 μm de diâmetro em grupo e 5-8 μm quando solitária. **Isídio** cobrindo densamente a maior parte do talo, cilíndrico, irregular, porém ramificado, levemente moniliforme, 0.7 mm de altura, da base *c.* 100-150 μm de espessura, na ponta parcialmente regular entre 40-60 μm de espessura. **Ascoma** desconhecido. **Química** UV-, K-. TLC: nenhuma substância detectada.

Tipo: Brasil, Alagoas, Pedra Talhada, 9°15' N e 36°25'35'' E, *c.* 500 m, em rocha siliciosa sombreada, 21-23 de outubro de 2017, *M.E.S. Cáceres & A. Aptroot 42415* (**holótipo**: ISE; **isotipo**: ABL).

Figura 9 - Macro e micromorfologia de *Hafellia sp. nova* (A-C) e *Pterygiopsis sp. nova* (D); A. Apotécio (1 mm), B. Gotículas de óleo inspersa (30 μ m), C. Ascosporo do tipo Callispora (75 μ m), D. Talo da *Pterygiopsis sp. nova* (2 mm).



Fonte: O Autor, 2020.

4.3 DIVERSIDADE, RIQUEZA E ABUNDÂNCIA DOS FUNGOS LIQUENIZADOS

Os índices de riqueza (S), de diversidade de Shannon (H') e de dominância de Simpson (D), apresenta uma pequena variação nos valores, porém não possui valor estatístico suficiente para afirmar que exista uma grande variação entre as áreas estudadas, e entre os estágios de sucessão (Tabela 2).

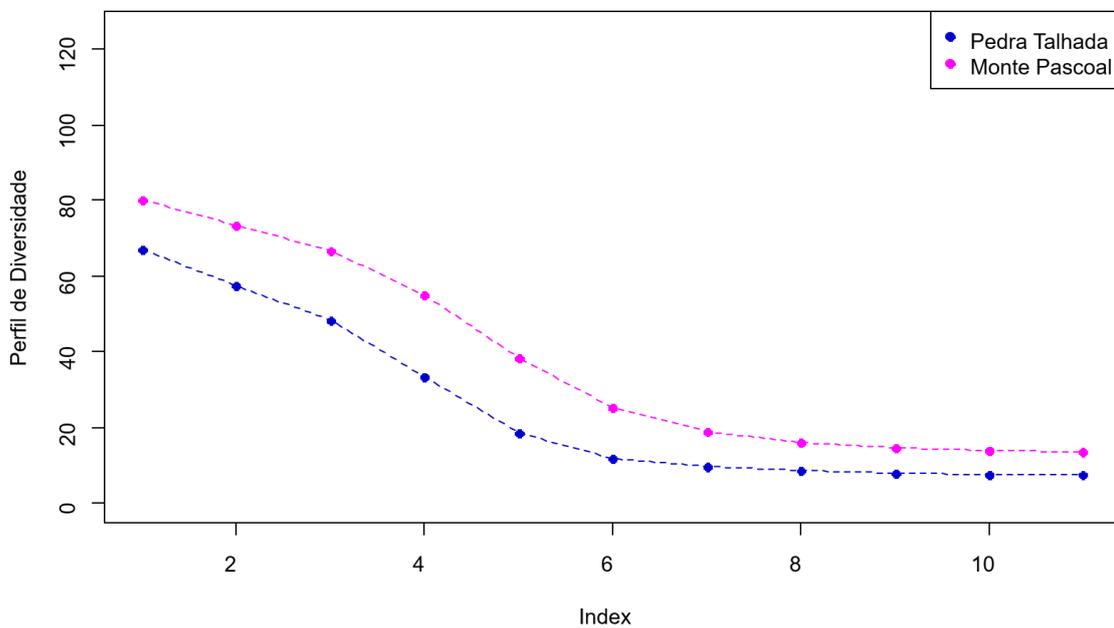
Tabela 2 - Valores de abundância absoluta (A.A.), Riqueza (S), diversidade de Shannon (H') e abundância de Simpson (D) entre as áreas estudadas, e entre o estado natural e antropizado dos parques.

Áreas	A.A.	S	H'	D
REBIO de Pedra Talhada	238	67	3.50	0.94
- Natural	144	42	3.40	0.95
- Antropizado	94	42	3.13	0.93
PARNAH Monte Pascoal	202	80	4.00	0.97
- Natural	102	54	3.71	0.96
- Antropizado	100	45	3.41	0.95

Fonte: O autor, 2020.

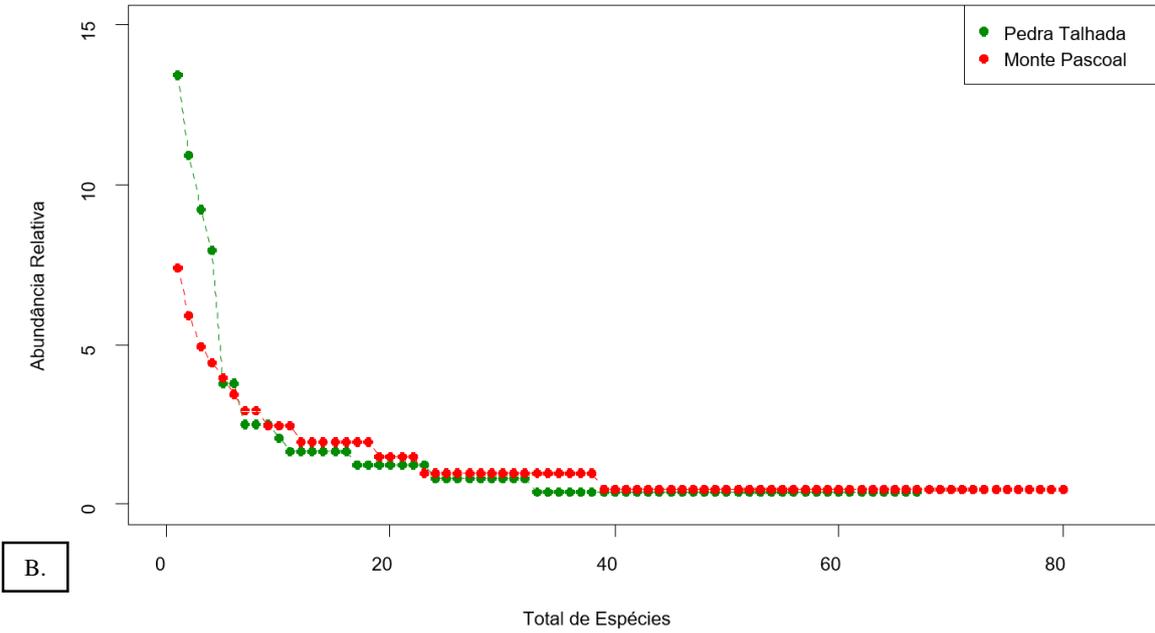
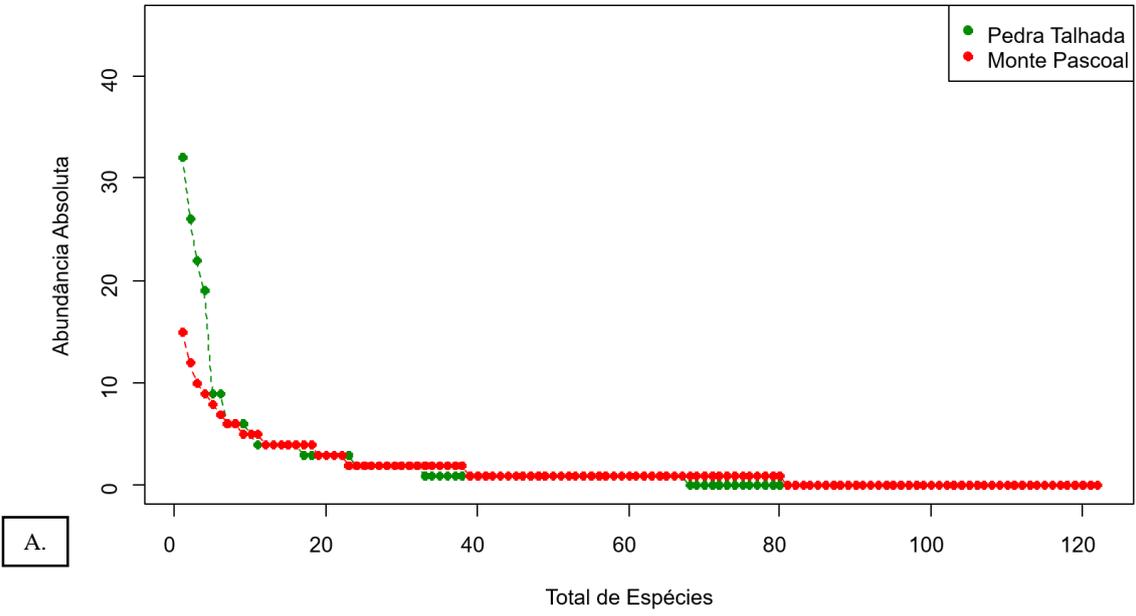
O PARNAH Monte Pascoal destacou-se como a área de maior riqueza (Tabela 2) apresentando também um maior perfil de diversidade (Figura 10) de fungos liquenizados em relação a REBIO de Pedra Talhada. Entretanto, a REBIO de Pedra Talhada apresentou maior valor de abundância (total e absoluta) (Figura 11 A) entre as duas áreas. *Diorygma poitaei*, *Malmidea piperes*, *Herpothallon rubrocinctum*, *Cryptothecia striata*, *Sarcographa labyrinthica*, *Ocellularia inspersula*, são algumas das espécies mais abundantes observadas nesse estudo (Figura 11 B).

Figura 10 - Perfil de Diversidade de espécies comparando as duas áreas de estudo



Fonte: O autor, 2020.

Figura 11 - Abundância das espécies de fungos liquenizados nas áreas estudadas. A. Gráfico de abundância absoluta observada individualmente para cada área; B. Gráfico de abundância relativa observada individualmente para cada área; C. Gráfico de abundância total das espécies identificadas no presente estudo.



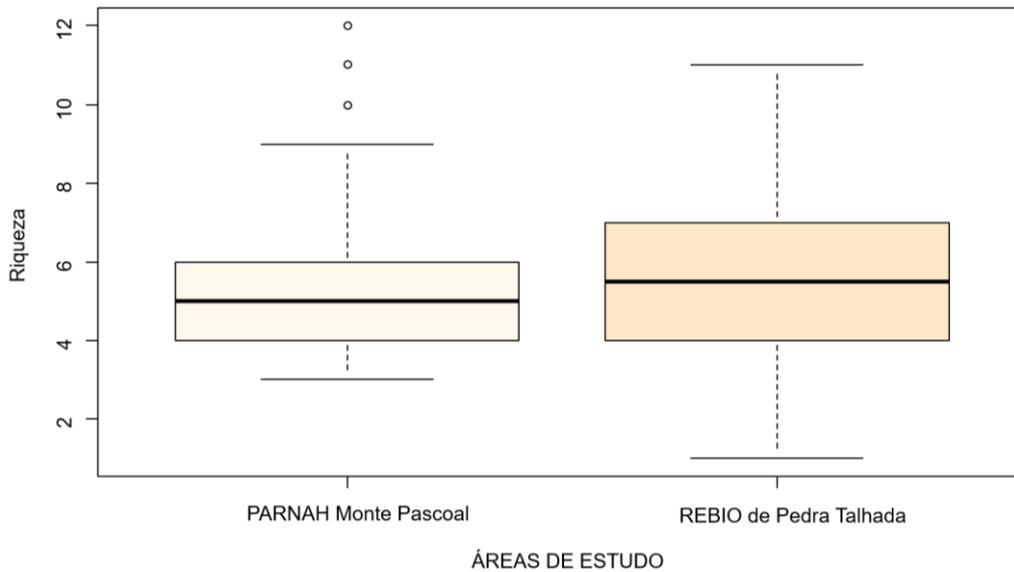


C.

Fonte: O autor, 2020.

O resultado da diferença entre o valor da riqueza entre os dois espaços, observado a partir da análise de variância (ANOVA) foi de $p < 0,5148$, indicando que a composição liquênica não difere entre as duas áreas estudadas, entretanto apresenta uma leve variação no valor de riqueza (Figura 12).

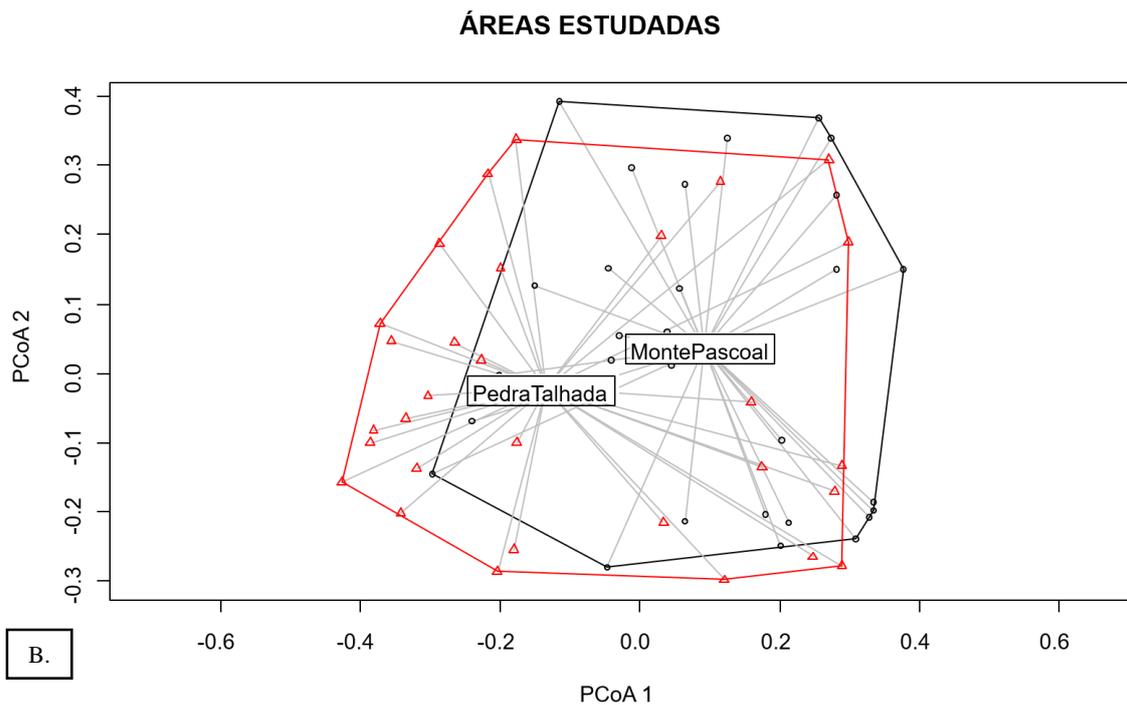
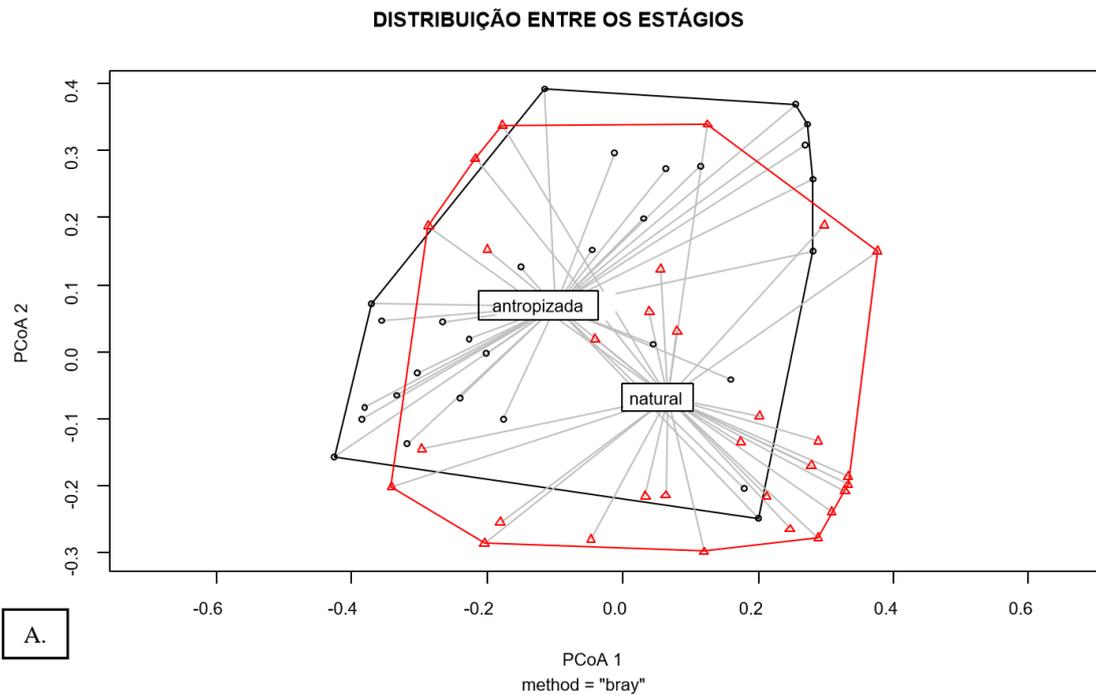
Figura 12 - Boxplot da ANOVA de Kruskal-Wallis comparando o valor de riqueza das duas áreas estudadas.



Fonte: O autor, 2020.

Analisando o padrão de distribuição das espécies a partir da análise de coordenadas principais, pela distância de Bray-Curtis (Figura 13 A), comparando a REBIO de Pedra Talhada x PARNAH Monte Pascoal, ou observando Antropizada x Natural, os dois resultados apresentam uma sobreposição das duas áreas e isso indica que não houve diferença na composição da liquenobiota entre as áreas estudadas (Figura 13 B).

Figura 13 - Análise de coordenadas principais a partir da composição da liquenobiota nas unidades de conservação. A. Distribuição de espécies na área natural e antropizada, considerando os dois parques, sendo os triângulos vermelho representantes das parcelas da área natural, e os círculos pretos representando as parcelas da área antropizada. B. Distribuição de espécies considerando as unidades de conservação, onde os triângulos vermelhos representam as parcelas da REBIO de Pedra Talhada, e os círculos pretos representando as parcelas da do PARNAH Monte Pascoal. Os polígonos apresentados nas imagens representam a sobreposição da liquenobiota.

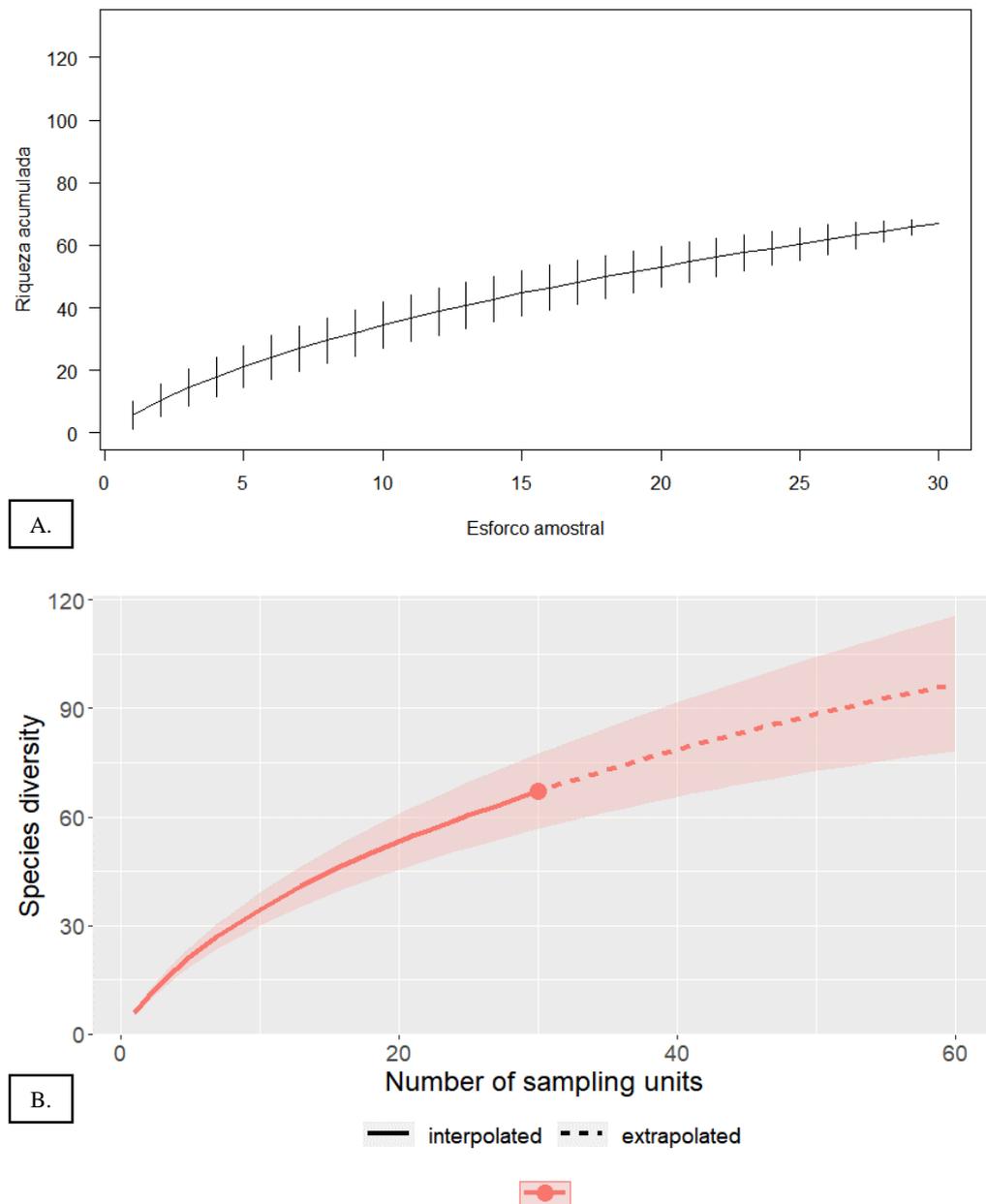


Fonte: O autor, 2020.

O agrupamento em cluster, estabelecido pela distância de Bray-Curtis, auxilia na visualização do padrão de distribuição das espécies ao longo das áreas estudadas (Figura 14), confirmando a semelhança da liquenobiota entre as áreas, uma vez que à distribuição das parcelas de áreas diferentes se encontram agrupadas no mesmo clado, ou seja, não apresentam clados distintos por áreas.

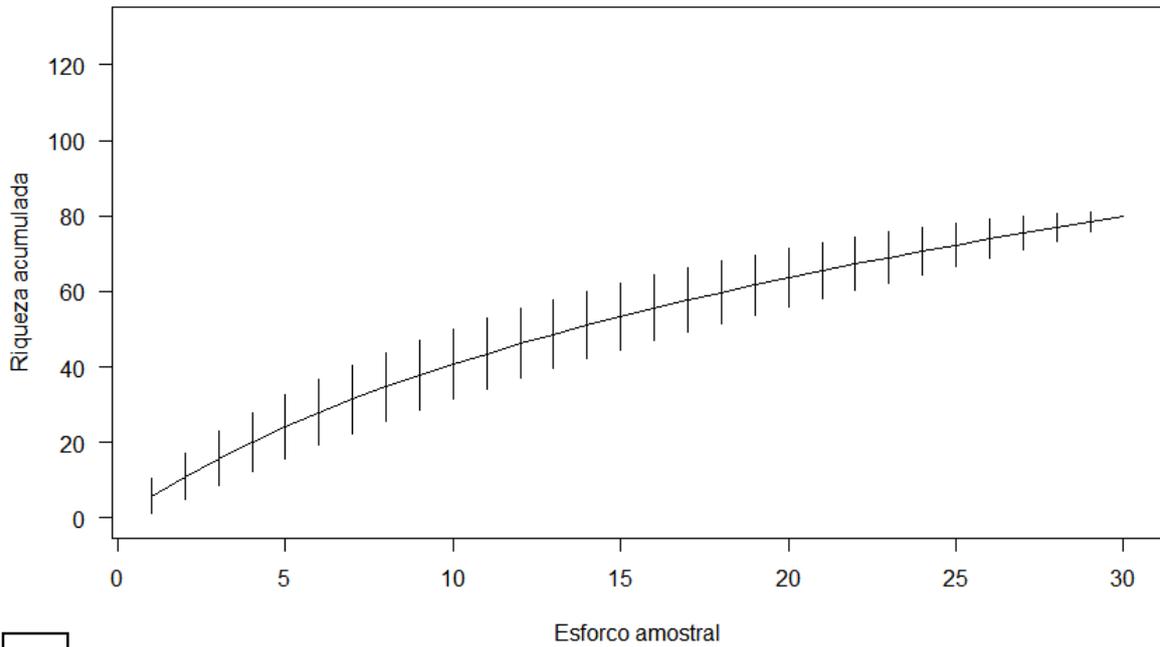
para que a riqueza fosse melhor representada (Figura 15 e 16). Os estimadores de riqueza Chao, Jackknife 1 e 2, e Bootstrapp, indicam que para ambas as áreas estudadas em relação à aproximação exata da riqueza esperada ainda é baixa, uma vez que não existe harmonia entre as curvas, ou seja, o encontro da curva de acumulação com as cruvas formadas pelos estimadores de riqueza (Figura 17).

Figura 15 – (A) Curva de acumulação e (B) extrapolação de espécies de líquens na REBIO de Pedra Talhada observando a soma entre a área natural e antropizada.

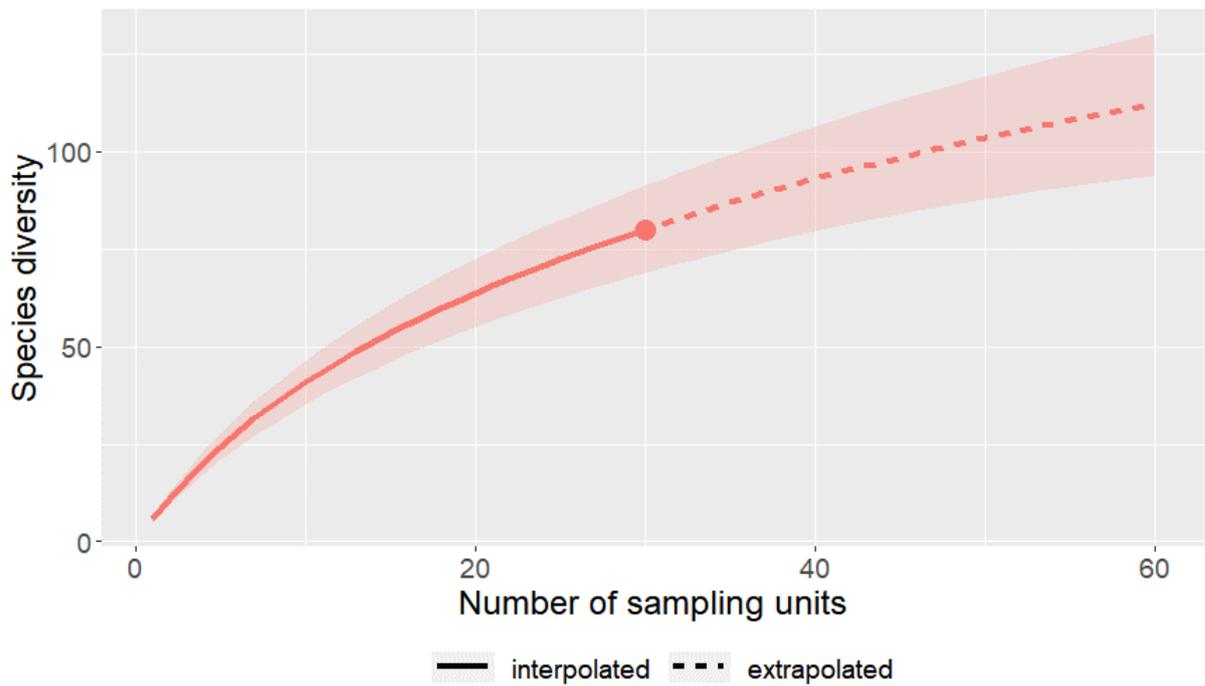


Fonte: O autor, 2020.

Figura 16 - (A) Curva de acumulação e (B) extrapolação de espécies de líquens no PARNAH Monte Pascoal observando a soma entre a área natural e antropizada.



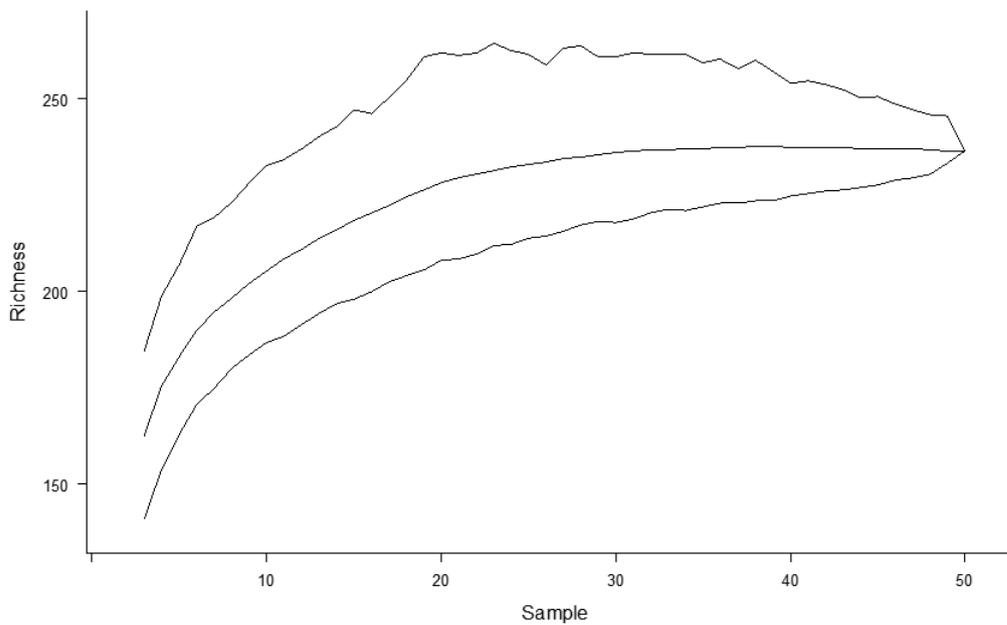
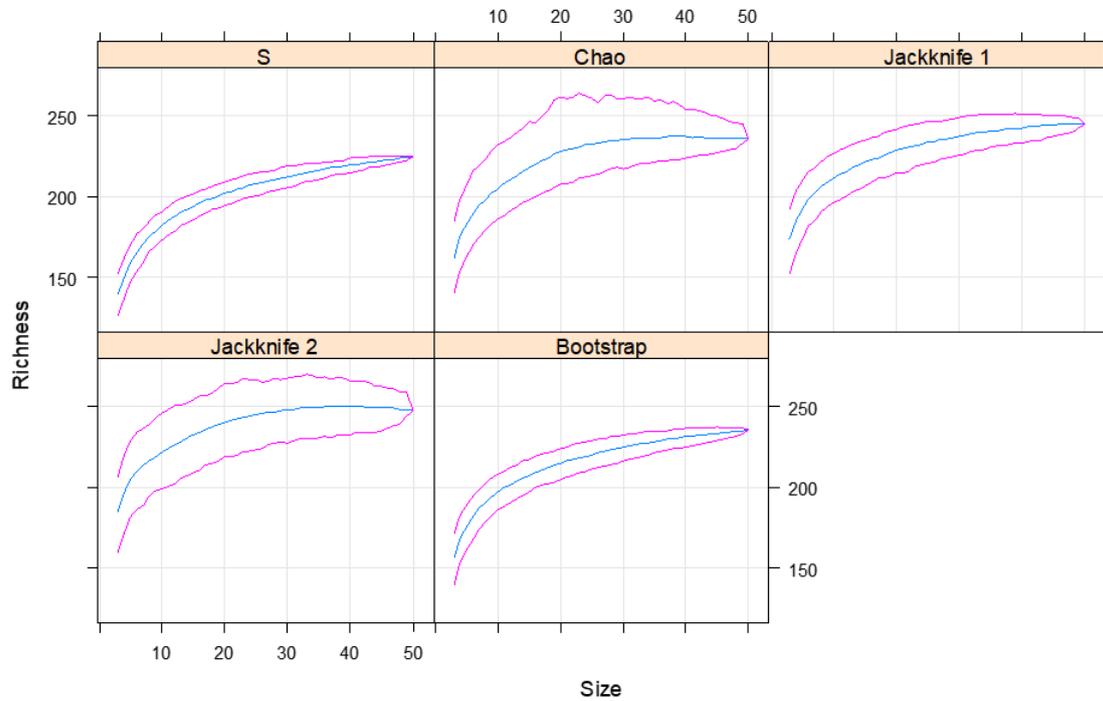
A.



B.

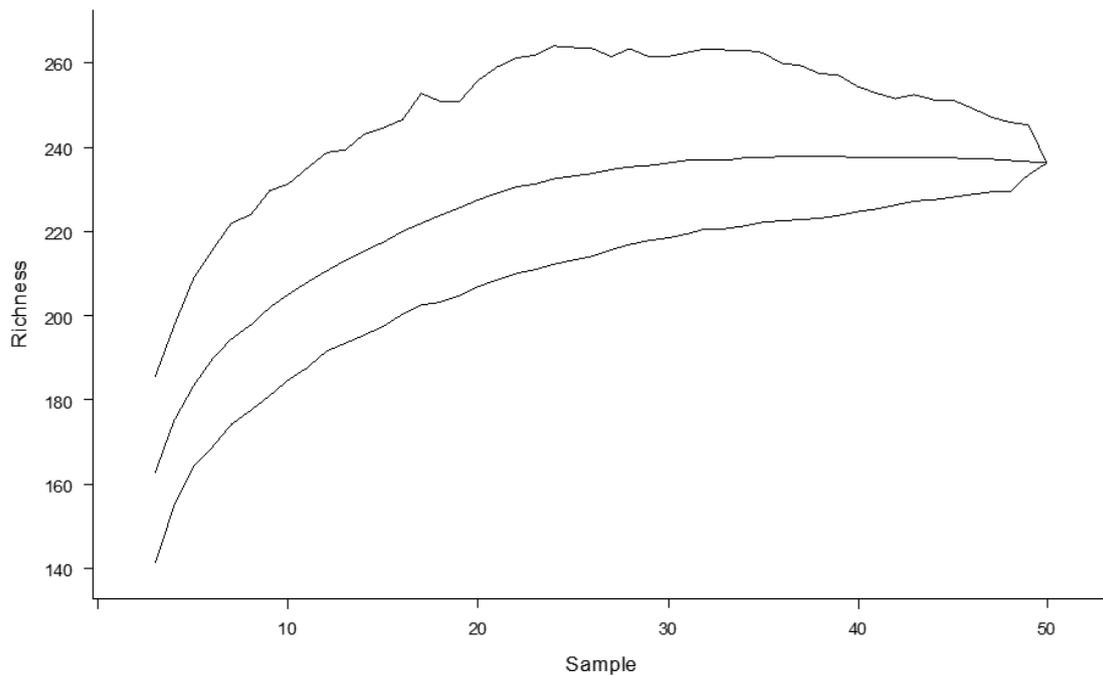
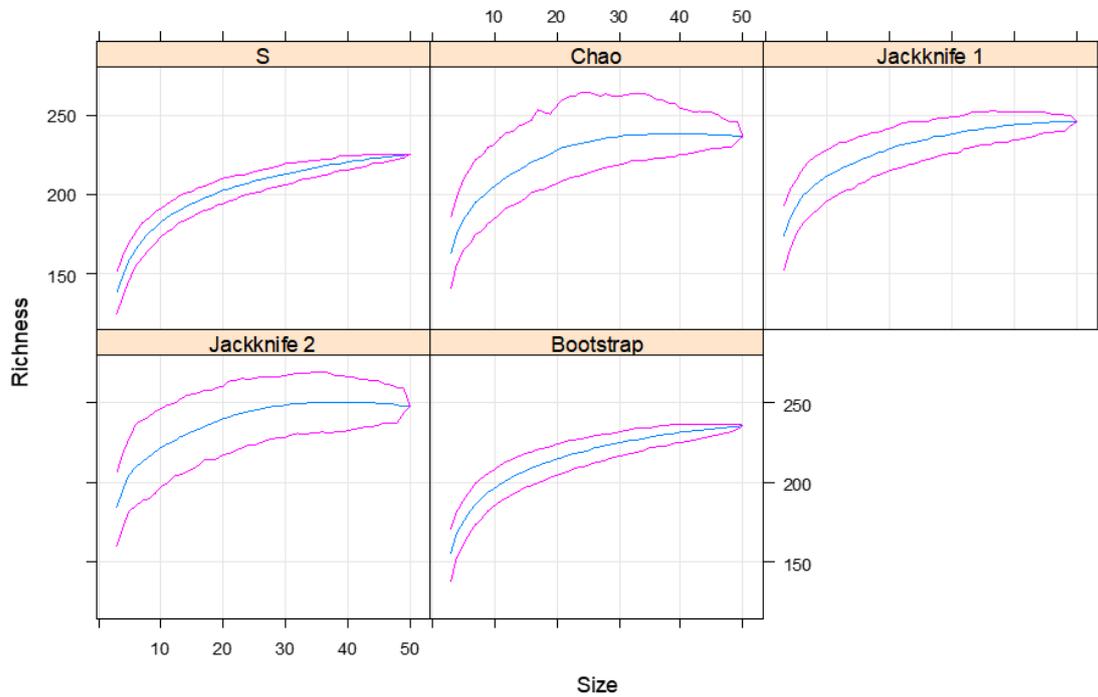
Fonte: O autor, 2020.

Figura 17 – Estimadores de riqueza na curva de acumulação de espécies de líquens identificadas na REBIO de Pedra Talhada. A curva em azul representa o número de espécies acumuladas ao longo das coletas, e em rosa a curva com os diferentes índices ecológicos que foram gerados com o valor estatístico de 95% de confiabilidade.



Fonte: O autor, 2020.

Figura 18 - Estimadores de riqueza na curva de acumulação de espécies de líquens identificadas no PARNAH Monte Pascoal. A curva em azul representa o número de espécies acumuladas ao longo das coletas, e em rosa a curva com os diferentes índices ecológicos que foram gerados com o valor estatístico de 95% de confiabilidade.



Fonte: O autor, 2020.

5 DISCUSSÃO

O presente trabalho contribui para o conhecimento da composição, riqueza e diversidade de líquens no bioma Mata Atlântica, e em especial para a porção localizada na região nordeste do Brasil. No total 623 espécies foram identificadas distribuídas entre as duas unidades de conservação, sendo 171 espécies compartilhadas entre os dois ambientes. Em 2008, Cáceres et al., identificaram 456 espécies, sendo 334 espécies na Mata Atlântica (Zona da Mata) e 136 em Brejos de Altitude; Santos (2015) estudando apenas líquens foliícolas em brejos de altitude identificou 158; Mendonça (2014) identificou 119 espécies para Caatinga; Menezes (2013) identificou 189 espécies. Entretanto, Cáceres et al. (2017) usando um método quantitativo estimou um valor de espécies à serem encontradas em uma área de estudo, onde o mínimo é 44 e o máximo 583, porém o valor máximo de riqueza para Mata Atlântica é 1.017 espécies. O que implica dizer que o máximo de espécies que poderia encontrado em um única área neste trabalho não foi alcançado, mas dentre os trabalhos mais recentes investigando a liquenobiota em unidades de conservação o presente trabalho é o que apresenta o maior número em riqueza.

Além disso, 525 novos registros foram apresentados para a Mata Atlântica neste trabalho, sendo 307 novos registros para o estado de Alagoas, e 175 para o estado da Bahia. Entre os novos registros, se destacam *Porina isidioambigua* e *Mazosia endonigra*, primeira vez registradas para a ciência em 2014, no estado de Sergipe (CACERES et al., 2014), e neste trabalho as espécies foram identificadas em Alagoas. Possíveis novas espécies foram observadas, dentre elas duas novas espécies foram identificadas, *Hafellia sp. nov.* e *Pterygiopsis sp. nov.* para a REBIO de Pedra Talhada, contribuindo para o conhecimento da diversidade de líquens. Importante destacar o crescimento no número de espécies identificadas neste trabalho e ao longo da última década, em estudos desenvolvidos nas regiões Sul e Sudeste do país (KÄFFER et al. 2010, 2011; MARTINS & MACHADO, 2012) e também na região Nordeste (CÁCERES et al. 2000, 2007, 2008a,b; LIMA 2013; MENEZES 2013; XAVIER-LEITE 2013; MENDONÇA 2014; SILVA, 2015).

Para o estudo de composição da área, líquens corticícolos, foliícolas, saxícolas e terrícolas foram coletados. Foi observada predominância de líquens corticícolos nos dois parques, sendo a maior parte formada por corticícolos crostosos, os quais são mais abundantes em regiões tropicais, devido à alta adaptabilidade às microcondições climáticas nos espaços onde estão presentes (LAKATOS et al., 2006; PARDOW et al., 2010), seguido por líquens foliícolas e saxícolas, em especial para a REBIO de Pedra Talhada com 59 amostras coletadas

diferindo em relação ao PARNAH Monte Pascoal onde apenas nove amostras desse tipo foram coletadas, e por fim líquens terrícolas.

O valor de abundância da REBIO de Pedra Talhada (238) foi maior em relação ao PARNAH de Monte Pascoal (202) implicando dizer que a REBIO é numericamente mais abundante em espécies de fungos liquenizados quando comparado ao PARNAH. Entretanto, os dados sugerem, a partir da análise das unidades como uma única amostra, que o PARNAH Monte Pascoal ($H' = 4.00$, $D = 0.97$) apresenta uma maior abundância de espécies em relação a REBIO de Pedra Talhada ($H' = 3.50$, $D = 0.94$). Em especial, a área Natural do PARNAH Monte Pascoal ($H' = 3.71$, $D = 0.96$) destaca-se em relação as outras estudadas, sendo seguida então pela área Antropizada do PARNAH Monte Pascoal ($H' = 3.41$, $D = 0.95$), e pela área Natural ($H' = 3.40$, $D = 0.95$) e Antropizada ($H' = 3.13$, $D = 0.93$) da REBIO de Pedra Talhada. Porém, os valores de riqueza, diversidade de Shanon e a dominância de Simpson não apresentaram valores estatísticos suficientes para sustentar a afirmação de um ponto prevalecer em relação a outro, ficando assim apenas a inferência da possibilidade da diferença de diversidade entre as áreas estudadas.

Utilizar dados de riqueza de espécie, abundância absoluta e relativa, é uma forma de acessar a biodiversidade de determinados espaços (WILSON, 2007). Entretanto, trabalhos realizados com parcelas, e aqui incluo transectos, apenas cobrem parte da diversidade do ambiente (variando entre 25-75% dependendo da estrutura da área), onde a diversidade verdadeira do ambiente poderia ser duas ou três vezes maior do que a observada (CACERES et al., 2008a). O esforço de coleta e cobertura da área estudada tem papel fundamental no processo de avaliação da diversidade; então se for observado que um total de 6 km foi percorrido, e levando em consideração o tamanho de cada parque, a probabilidade da diversidade, real ou próxima, do espaço não ter sido acessada é confirmada.

A partir da análise de variância (PERMANOVA), onde o resultado foi de $p < 0,5148$, não se observou variações significativas na composição de espécies entre as duas unidades de conservação e entre as áreas estudadas (Natural e Antropizada). Para ajudar na visualização, o gráfico de *boxplot* da Anova por Kruskal-Wallis foi realizado, o qual não apresentou valor estatístico significativo de riqueza entre as áreas, apenas uma tendência do valor de riqueza de líquens da REBIO de Pedra Talhada ser maior do que a do PARNAH de Monte Pascoal. A análise de coordenadas principais comparando REBIO de Pedra Talhada x PARNAH Monte Pascoal e as áreas Naturais x Antropizadas, teve como objetivo comparar o padrão de distribuição de espécies, onde apenas reafirmam o resultado da análise de variância, onde as duas UCs e as áreas de coleta ao estarem com os polígonos sobrepostos, não apresentam

variação na líquenobiota. Por fim, a análise de cluster mostrando a composição das duas áreas, utilizando a distância de Bray-Curtis, mais uma vez reafirma a semelhança entre as áreas estudadas, a partir do agrupamento de pontos de coleta dos dois parques no mesmo cluster.

Braga et al. (2013), estudando dois estágios de sucessão dentro da mesma área, verificaram que não existia diferença na composição entre as áreas estudadas, entretanto existia influência do ambiente e do tipo de hospedeiro na variação dos morfotipos líquenicos para cada área. Cáceres et al. (2008a), comparando Mata Atlântica, Caatinga e Brejos de altitude, indicou que Mata Atlântica e Brejos de altitude, são altamente relacionadas. Outros trabalhos também demonstram o agrupamento entre fitofisionomias pertencentes ao mesmo bioma (MENEZES, 2013; SILVA, 2015).

Fungos liquenizados variam significativamente a sua composição dentro do espaço influenciados por fatores ambientais, como pH, clima, intensidade luminosa, além de fatores relacionados ao hospedeiro como textura da casca, posicionamento da árvore, tamanho da circunferência do forófito (CACERES, 2007; WIENS et al., 2010), estágio de sucessão ecológica do ambiente, variando a diversidade em áreas naturais, antropizadas e em recuperação (GIORDANI et al., 2020), e a sua composição dentro do espaço. De fato, análises ecológicas a partir de caracteres morfológicos e de parâmetros ambientes têm sido apontadas como uma nova ferramenta para verificar os índices de diversidade e riqueza de forma rápida e assertiva, e indicar o atual estágio de sucessão para ambientes naturais ou antropizados (KOCH et al., 2012; NASCIMBENE & MARINI, 2015), considerando assim a relação entre o padrão de distribuição de espécies e os fatores ambientais que a influenciam.

A partir da análise de espécies indicadoras, onde $p < 0,05$, as espécies *Lecanactis epileuca* ($p=0,037$), *Malmidea leptoloma* ($p=0,045$), *Ocellularia auberianoides* ($p=0,017$), *Dichosporidium nigrocinctu* ($p=0,048$), para a REBIO de Pedra Talhada, e as espécies *Graphis glaucescens* ($p=0,009$), *Phaeographis haematites* ($p=0,012$), *Ocellularia percolumellata* ($p=0,01$), para o PARNAH Monte Pascoal, são espécies de fungos liquenizados que caracterizam as UCs estudadas, e que podem ser utilizados em investigações futuras sobre qualidade do ambiente considerando ausência, presença e abundância dessas espécies.

Por fim, a curva de acumulação de espécies, por não ter atingido o ponto de estabilização para as áreas estudadas, indica que a totalidade da diversidade esperada para os dois espaços não foi alcançada, e a curva de extrapolação indica que no mínimo o dobro de amostras deveria ser coletado para que o perfil ecológico dos ambientes estudados fosse observado.

6 CONSIDERAÇÕES FINAIS

Dentre as 1.495 amostras coletadas, 623 espécies foram identificadas, onde destas 270 estão presentes exclusivamente na REBIO de Pedra talhada, 182 para o PARNAH Monte Pascoal, e 171 compartilhada entre as duas unidades de conservação, distribuídas em 181 gêneros. Sendo, a maior parte das amostras formado por líquens corticícolas, seguida por líquens foliícolas, saxícolas e terrícolas. 525 novos registros foram observados para as áreas estudadas, onde 307 são para o estado de Alagoas, 175 para o estado da Bahia, 40 para o Brasil, dois para a América, e um para a América do Sul. Contribuindo imensamente para o conhecimento da liquenobiota da Mata Atlântica do Nordeste Brasileiro.

Porém, os resultados das análises ecológicas, com base em presença e ausência de espécies, sugerem que não existem grandes variações na composição, riqueza e diversidade de espécies entre a REBIO de Pedra Talhada e o PARNAH Monte Pascoal, ou entre as áreas naturais e antropizadas.

Como indicado na curva de acumulação, uma vez que o platô não foi alcançado ou extrapolado, implicando dizer que novas coletas devem ser realizadas para ambas as áreas estudadas, e talvez explorar novos pontos de coleta dentro dessas UCs, para que a verdadeira riqueza desses espaços seja mensurada.

Por fim, inventariar a composição da liquenobiota, área natural ou não, ainda é um processo que requer tempo, dedicação e investimento na realização desses estudos. Além disso, se faz necessária a identificação de espécies de regiões tropicais, em especial da Mata Atlântica, para que possamos conhecer a verdadeira biodiversidade deste espaço. Com isso estabelecer novas regras de conservação ambiental para as áreas atualmente preservadas.

REFERÊNCIAS

- ACHARIUS, E. Lichenographiae Svecicae prodromus. **DG Bjorn**. 1798.
- ACHARIUS, E. **Lichenographia universalis, in qua lichenes omnes detectos, adiectis observationibus et figuris horum vegetabilium naturam et organorum carpomorphorum structuram illustrantibus, ad genera, species, varietates differentis et observationibus sollicite definitas**. 1810.
- AGARWAL, B. Gender and forest conservation: The impact of women's participation in community forest governance. **Ecological economics**, v. 68, n. 11, p. 2785-2799. 2009.
- ALEXOPOULOS, C.J. et al. Introductory mycology 4th. **LWW**, 1996, p. 870.
- AMORIM, A. M. et al. The vascular plants of a forest fragment in southern Bahia, Brazil. **Sida, Contributions to Botany**, p. 1727-1752. 2005.
- ANDRADE, M. C. A terra e o homem no Nordeste. **São Paulo: Atlas**, 1986. p. 22-48.
- ARMSTRONG, R.; BRADWELL, T. Growth of crustose lichens: a review. **Geografiska Annaler: Series A, Physical Geography**, v. 92, n. 1, p. 3-17, 2010. Asplund, J., Wardle, D. A. 2016. How lichens impact on terrestrial community and ecosystem properties. **Biological Reviews** 92 (3):1720-1738.
- BECK, A. et al. The pioneer lichen *Placopsis* in maritime Antarctica: Genetic diversity of their mycobionts and green algal symbionts, and their correlation with deglaciation time. **Symbiosis**, p. 1-24, 2019.
- BENÍTEZ, A. et al. Functional traits of epiphytic lichens in response to forest disturbance and as predictors of total richness and diversity. **Ecological Indicators**, v. 86, p. 18-26, 2018.
- BERGAMINI, A. et al. Performance of macrolichens and lichen genera as indicators of lichen species richness and composition. **Conservation Biology**, v. 19, n. 4, p. 1051-1062, 2005.
- BHATTACHARYYA, S. et al. Lichen Secondary Metabolites and Its Biological Activity. **American J. of Pharm-Tech Research**, v. 6, n. 6, p. 29-44, 2016.
- BJELLAND, T. et al. Microbial metacommunities in the lichen–rock habitat. **Environmental Microbiology Reports**, v. 3, n. 4, p. 434-442, 2011.
- BOUSTIE, J.; GRUBE, M. Lichens—a promising source of bioactive secondary metabolites. **Plant Genetic Resources**, v. 3, n. 2, p. 273-287, 2005.
- BRAGA, G.; TORRES, L.; ROOS, N. Influência do habitat e do substrato na composição de líquens. **Livro do curso de campo**. p.71, 2013.
- BRODO, I.M.; SHARNOFF, S. D.; SHARNOFF, S. **Lichens of North America**. Yale University Press. New Haven and London. 795 p. 2001.
- BROOKS, T. M. et al. Habitat loss and extinction in the hotspots of biodiversity. **Conservation biology**, v. 16, n. 4, p. 909-923, 2002.

BÜDEL, B.; SCHEIDEGGER, C. Thallus morphology and anatomy. **Lichen biology**. v. 2, p. 40-68. 1996.

BÜDEL, B.; NASH, T. H. Peltula. Lichen flora of the Greater Sonoran Desert Region. Vol. 1. 2002.

BUMA, B. et al. 100 yr of primary succession highlights stochasticity and competition driving community establishment and stability. **Ecology**, v. 100, n. 12, p. e02885, 2019. DOI: <https://doi.org/10.1002/ecy.2885>

CACERES, M.; LEGENDRE, P. Associations between species and groups of sites: indices and statistical inference. **Ecology**, v. 90, n. 12, p. 3566-3574, 2009.

CÁCERES, M. E. S. **Corticolous crustose and microfoliose lichens of northeastern Brazil**. IHW Verlag, Eching, Alemanha. Libri Botanici. v. 22, p. 1-168. 2007

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 rain forest of northeastern Brazil. **Mycological Progress**, v. 6, n. 3, p. 117-136, 2007.

CÁCERES, M. E. S.; LÜCKING, R.; RAMBOLD, G. Corticolous Microlichens in Northeastern Brazil: Habitat Differentiation Between Coastal Mata Atlântica, Caatinga and Brejos de Altitude. **The Bryologist**. v. 111, n. 1, p. 98-117. 2008a.

CÁCERES, M. E. S.; LÜCKING, R.; RAMBOLD, G. Efficiency of sampling methods for accurate estimation of species richness of corticolous microlichens in the Atlantic rainforest of northeastern Brazil. **Biodiversity and Conservation**. v. 17, p. 1285-1301. 2008b.

CACERES, M. E. S.; APTROOT, A.; LÜCKING, R. Lichen fungi in the Atlantic rain forest of Northeast Brazil: the relationship of species richness with habitat diversity and conservation status. **Brazilian Journal of Botany**, v. 40, n. 1, p. 145-156, 2017.

CAMPANILI, M.; SCHÄFFER, W. B. **Mata Atlântica: patrimônio nacional dos brasileiros**. Ministério do Meio Ambiente. p. 410. 2010.

CAVALCANTE, A. Jardins suspensos no Sertão. **Scientific American Brasil**, v. 32, p. 69-73. 2005

CHAVES, J. L. et al. A first assessment of the ticolichen biodiversity inventory in Costa Rica: the genus *Dictyonema* (Polyporales: Atheliaceae). **The Bryologist**, v. 107, n. 2, p. 242-250, 2004.

CHAO, A.; WANG, Y. T.; JOST, L. Entropy and the species accumulation curve: a novel entropy estimator via discovery rates of new species. **Methods in Ecology and Evolution**, v. 4, n. 11, p. 1091–1100, 2013.

CHEN, J.; BLUME, H. P.; BEYER, L. Weathering of rocks induced by lichen colonization—a review. **Catena**, v. 39, n. 2, p. 121-146, 2000.

CHIARUCCI, A.; BACARO, G.; ROCCHINI, D.; FATTORINI, L. Discovering and rediscovering the sample-based rarefaction formula in the ecological literature. **Community Ecology**, v. 9 (1), p. 121–123, 2008.

COMAN/ICMBIO. 2017. **Plano de Manejo Reserva Biológica de Pedra Talhada**. p. 126

CONTI, M. E.; CECCHETTI, G. Biological monitoring: lichens as bioindicators of air pollution assessment—a review. **Environmental pollution**, v. 114, n. 3, p. 471-492, 2001. DOI:10.1016/S0269-7491(00)00224-4

DE ALMEIDA, T. M.; GÓES, L. M.; DE OLIVEIRA TEIXEIRA, A. C. Padrão de uso da terra do extremo sul da Bahia- Brasil. CLIMEP-Climatologia e **Estudos da Paisagem**, v. 6, n. 1-2, 2011.

DEVKOTA, S. et al. Indigenous knowledge and use of lichens by the lichenophilic communities of the Nepal Himalaya. **Journal of ethnobiology and ethnomedicine**, v. 13, n. 1, p. 15, 2017.

DITCHKOFF, S. S.; SERVELLO, F. A. Litterfall: an overlooked food source for wintering white-tailed deer. **The Journal of wildlife management**, p. 250-255, 1998.

DUFRENE, M.; LEGENDRE, P. Species assemblages and indicator species: the need for a flexible asymmetrical approach. **Ecological Monographs**, v. 67, n. 3, p. 345-366, 1997.

ELLIS, C. J. A risk-based model of climate change threat: hazard, exposure, and vulnerability in the ecology of lichen epiphytes. **Botany**, v. 91, n. 1, p. 1-11, 2012.

ETAYO, J.; MARBACH, B. *Hafellia alisioae* and *H. gomerana* (lichenized Ascomycetes, Physciaceae), two new species from the Canary Islands, with a key to all known corticolous species. **The Lichenologist**, v. 35, n. 5-6, p. 369-375, 2003.

FARMER, A. M., BATES, J. W.; BELL, J. N. B. A comparison of methods for the measurement of bark pH. **The Lichenologist**, v. 22, n. 2, p. 191-194, 1990.

FARRAR, J. F. The lichen as an ecosystem: observation and experiment. In: *Lichenology: Progress and Problems*. The Systematics Association, Special Vol. 8 (Brown D. H., Hawksworth D. L., and Bailey R. H., eds.). **Academic Press**, London and New York, pp. 385 – 406. 1976

FRANÇA FILHO, L. F. **Mata atlântica: histórico e perspectivas**. 2016. Trabalho de conclusão de curso (Bacharelado em Geografia) - Universidade Federal da Paraíba, João Pessoa, 2016.

FRANCO, J. L. A. The concept of biodiversity and the history of conservation biology: from wilderness preservation to biodiversity conservation. **História**, São Paulo, v. 32, n. 2, p. 21-48, 2013.

FRANK, A. B. **Ueber die biologischen: Verhältnisse des Thollus einiger Krustenflechten**. 1876.

FURMANEK, L.; CZARNOTA, P.; SEAWARD, M. R. D. Antifungal activity of lichen compounds against dermatophytes: a review. **Journal of applied microbiology**, v. 127, p. 308-325, 2019.

FAVERO-LONGO, S. E. et al. Primary succession of lichen and bryophyte communities following glacial recession on Signy Island, South Orkney Islands, Maritime Antarctic. **Antarctic Science**, v. 24, n. 4, p. 323-336, 2012.

GIORDANI, P.; BRUNIALTI, G. Sampling and interpreting lichen diversity data for biomonitoring purposes. In: Recent Advances in Lichenology. **Springer**, New Delhi, 2015. p. 19-46.

GIORDANI, P. et al. Threats and Conservation Strategies for Overlooked Organisms: The Case of Epiphytic Lichens. In: Environmental Concerns and Sustainable Development. **Springer**, Singapore, 2020. p. 1-26.

GOTELLI, N. J.; COLWELL, R. K. Quantifying biodiversity: Procedures and pitfalls in the measurement and comparison of species richness. **Ecology Letters**, v. 4 (4), p. 379–391, 2001.

HALL, T. A. et al. BioEdit: a user-friendly biological sequence alignment editor and analysis program for Windows 95/98/NT. In: Nucleic acids symposium series. [London]: **Information Retrieval Ltd.**, c1979-c2000., 1999. p. 95-98.

HAWKSWORTH, D. L.; Kirk, P.; Sutton, B. P.; Pegler, D. N. 1995. Ainsworth & Bisby's the dictionary of the Fungi, 8th edn. CAB International, Wallingford. Kirk, P. M., Cannon, P. F., David, J. C., Stalpers, J. A. Dictionary of the Fungi. 9th ed. [S.l.]: **CABI Publishing**, 2001.

HAWKSWORTH, D. L.; WILTSHIRE, P. E. J. Forensic mycology: the use of fungi in criminal investigations. **Forensic Science International**, v. 206, n. 1-3, p. 1-11, 2011.

HAWKSWORTH, D. L. Lichenization: the origins of a fungal life-style. In: Recent Advances in Lichenology. **Springer**, New Delhi, 2015. p. 1-10.

HAWKSWORTH, D. L. The magnitude of fungal diversity: the 1· 5 million species estimate revisited. **Mycological research**, v. 105, n. 12, p. 1422-1432, 2001.

HALE JR, M. E. Studies on lichen growth rate and succession. **Bulletin of the Torrey botanical club**, p. 126-129, 1959.

HEBERLE, H. et al. InteractiVenn: a web-based tool for the analysis of sets through Venn diagrams. **BMC bioinformatics**, v. 16, n. 1, p. 169, 2015.

HONEGGER, R. Developmental biology of lichens. **New Phytology**, 125, p. 659-677, 1993.

HU, C.X.; LIU, Y.D. Primary succession of algal community structure in desert soil. **Acta Botanica Sinica**, v. 45, n. 8, p. 917-924, 2003.

IDBF. 1979. **Plano de Manejo Parque Nacional de Monte Pascoal**. p. 160

JAKLITSCH, W. et al. **Syllabus of Plant Families - A. Engler's Syllabus der Pflanzenfamilia Part 1/2: Ascomycota**. Stuttgart: Gebrüder Borntraeger. 322 p. 2016.

JANZEN, D. H. The future of tropical ecology. **Annual Review of Ecology and Systematics**, v. 17, n. 1, p. 305-324, 1986.

JENKINS, B.; RICHARDS, T. A. Symbiosis: Wolf Lichens Harbour a Choir of Fungi. **Current Biology**, v. 29, n. 3, p. R88-R90, 2019.

JØRGENSEN, P.M. The Lichen Genus *Pterygiopsis* in Northern Europe. **Lichenologist**, v. 22, p. 213–217, 1990.

KÄFFER, M. I. **Estudo de líquens corticícolos foliosos em um mosaico de vegetação no sul do Brasil**. 2005. Dissertação (Mestrado em biologia) – Universidade do Vale do Rio dos Sinos, São Leopoldo, 2005.

KÄFFER, M. I.; MARCELLI, M. P.; GANADE, G. Distribution and composition of the lichenized mycota in a landscape mosaic of southern Brazil. **Acta Botanica Brasilica**, v. 24, n. 3, p. 790-802, 2010.

KÄFFER, M. I. et al. Characterization of the corticolous lichen community from Porto Alegre and adjacent areas, RS, Brazil. **Acta Botanica Brasilica**, v. 25, n. 4, p. 832-844, 2011.

KÄFFER, M. I. et al. Composição da comunidade líquênica em floresta ribeirinha na APA do Ibirapuitã, RS, Brasil. **Hoehnea**, v. 42, n. 2, p. 273-288, 2015.

KAUFF, F. et al. Molecular data favours a monogeneric Peltulaceae (Lichinomycetes). **The Lichenologist**, v. 50, n. 3, p. 313-327, 2018.

KAREIVA, P.; MARVIER, M. What is conservation science?. **BioScience**, v. 62, n. 11, p. 962-969, 2012.

KATO, K.; ASIMENOS, G.; TOH, H. Multiple alignment of DNA sequences with MAFFT. In: Bioinformatics for DNA sequence analysis. **Humana Press**, 2009. p. 39-64.

KATO, K.; STANDLEY, D. M. MAFFT multiple sequence alignment software version 7: improvements in performance and usability. **Molecular biology and evolution**, v. 30, n. 4, p. 772-780, 2013.

KENDRICK, B. **The fifth kingdom**. Fungal Physiology. 2000. p. 361.

KERSHAW, K. A., MILLBANK, J. W. *Isidia* as vegetative propagules in *Peltigera aphthosa* var. *variolosa* (Massal.) Thoms. **The Lichenologist**, v. 4, n. 3, p. 214-217, 1970.

KOCH, N. M.; AZEVEDO MARTINS, S. M.; LUCHETA, F.; MÜLLER, S. C. Functional diversity and traits assembly patterns of lichens as indicators of successional stages in a tropical rainforest. **Ecological indicators**, v. 34, p. 22-30, 2014.

KOCH, N. M.; MATOS, P.; BRANQUINHO, C.; PINHO, P.; LUCHETA, F.; AZEVEDO MARTINS, S. M.; VARGAS, V. M. F. Selecting lichen functional traits as ecological indicators of the effects of urban environment. **Science of the Total Environment**, v. 654, p. 705-713, 2018.

- KUSMORO, J. et al. Species diversity of corticolous lichens in the arboretum of Padjadjaran University, Jatinangor, Indonesia. **Biodiversitas Journal of Biological Diversity**, v. 20, n. 6, 2019.
- LAKATOS, M.; RASCHER, U.; BÜDEL, B. Functional characteristics of corticolous lichens in the understory of a tropical lowland rain forest. **New phytologist**, v. 172, n. 4, p. 679-695, 2006.
- LANDAU, E. C. **Padrões de ocupação espacial da paisagem na Mata Atlântica do Sudeste da Bahia, Brasil**. Corredor de Biodiversidade da Mata Atlântica do sul da Bahia. CD-ROM, IESB/CI/CABS/UFMG/UNICAMP, Ilhéus, 2003.
- LEADER-WILLIAMS, N.; ADAMS, W. M.; SMITH, R. J. (Ed.). Trade-offs in conservation: deciding what to save. **John Wiley & Sons**, 2011.
- LEMOS, A.; KÄFFER, M. I.; MARTINS, S. A. Composição e diversidade de líquens corticícolas em três diferentes ambientes: Florestal, Urbano e Industrial. **Revista Brasileira de Biociências**, v. 5, n. 2, p. 228-230, 2007.
- LIMA, E. L. **Riqueza e composição de líquens corticícolas crostosos em área de Caatinga no Estado de Pernambuco**. 2013. Dissertação (Mestrado em Biologia de Fungos) - Universidade Federal de Pernambuco, Recife, 2013.
- LÜCKING, R. 'Plasticolous' lichens in a tropical rain forest at La Selva Biological Station, Costa Rica. **The Lichenologist**, v. 30, n. 3, p. 287-291, 1998.
- LÜCKING, R.; ARCHER, A. W.; APTROOT, A. A world-wide key to the genus *Graphis* (Ostropales: Graphidaceae). **The Lichenologist**, v. 41, n. 4, p. 363-452, 2009.
- LÜCKING, R.; HODKINSON, B. P.; LEAVITT, S. D. The 2016 classification of lichenized fungi in the Ascomycota and Basidiomycota—Approaching one thousand genera. **The Bryologist**, v. 119(4), p. 361-416, 2016.
- MAHANEY, W. C.; KRINSLEY, D. H.; ALLEN, C. R. Biomineralization of weathered rock rinds: examples from the lower Afroalpine zone on Mount Kenya. **Geomicrobiology Journal**, v. 30, n. 5, p. 411-421, 2013.
- MAKRYI, T. V. *Peltula pannarioides* and *P. rosulata* (Peltulaceae), new lichen species from Baikal Siberia. **Novosti Sistematiki Nizshikh Rastenii**, v. 50, p. 231-242, 2016. DOI: <https://doi.org/10.31111/nsnr/2016.50.231>
- MARCELLI, M.P. 2006. Fungos Liquenizados. In: Xavier filho, L.; Legaz, M.E.; Cordoba, C.V.; Pereira, E. C. (Eds.). **Biologia de líquens**. Rio de Janeiro: Âmbito Cultural Edições Ltda, pp. 23-74.
- MARQUES, M. F. O.; GUSMÃO, L. F. P.; MAIA, L. C. Riqueza de espécies de fungos conidiais em duas áreas de Mata Atlântica no Morro da Pioneira, Serra da Jibóia, BA, Brasil. **Acta Botanica Brasilica**, v. 22, n. 4, p. 954-961, 2008.
- MARQUES, J.; SCHULTZ, M.; GRACIELA, P. A *Peltula* Nyl. diversity hotspot in north-east Portugal, with one species new to science and three species new to mainland Europe. **The Lichenologist**, v. 45, n. 4, p. 483-496, 2013.

MARTINS, D. S.; DE SOUZA, M. G. M. Fungos liquenizados (liquens) da fazenda Água Limpa, Distrito Federal, Brasil. **Heringeriana**, v. 6, n. 1, p. 62-65, 2014.

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

MENEZES, A. A. **Resposta da comunidade de microlíquens corticícolas a fatores ambientais em duas fitofisionomias**. 2013. Dissertação (Mestrado em Ecologia e Conservação) - Universidade Federal de Sergipe, São Cristóvão, 2013.

MOLNÁR, K.; FARKAS, E. Current results on biological activities of lichen secondary metabolites: a review. **Zeitschrift für Naturforschung C**, v. 65, n. 3-4, p. 157-173, 2010.

MORENO, C. E.; HALFFTER, G. Assessing the completeness of bat biodiversity inventories using species accumulation curves. **Journal of Applied Ecology**, v. 37 (1), p. 149 – 158, 2000.

MUNZI, S.; CORREIA, O.; SILVA, P.; LOPES, N.; FREITAS, C.; BRANQUINHO, C.; PINHO, P. Lichens as ecological indicators in urban areas: beyond the effects of pollutants. **Journal of Applied Ecology**, v. 51 (6), p. 1750-1757, 2014.

NASCIMBENE, J.; MARINI, L. Epiphytic lichen diversity along elevational gradients: biological traits reveal a complex response to water and energy. **Journal of Biogeography**, v. 42, n. 7, p. 1222-1232, 2015.

NASH, T.H. **Lichen Biology**. Cambridge University Press. 2008. 303p.

NAYAKA, S. Methods and techniques in collection, preservation and identification of lichens. **Plant Taxonomy and Biosystematics: Classical and Modern Methods**, p. 101-105, 2014.

NEUWIRTH, E. **RColorBrewer: ColorBrewer Palettes**. R package version 1.1-2, 2014. Disponível em: <https://CRAN.R-project.org/package=RColorBrewer> Acesso em: 10 de janeiro de 2020.

NUSBAUMER, L. et al. Flora e vegetação da Reserva Biológica de Pedra Talhada. **Boissiera**, v. 68, p. 60-121, 2015.

VERMA, N.; BEHERA, B. C. In vitro culture of lichen partners: Need and implications. In: Recent Advances in Lichenology. **Springer**, New Delhi, 2015. p. 147-159.

OBERWINKLER, F. 16 Basidiolichens. In: Fungal Associations. **Springer**, Berlin, Heidelberg, 2012. p. 341-362.

OKSANEN, I. Ecological and biotechnological aspects of lichens. **Applied Microbiology and Biotechnology**, v. 73, n. 4, p. 723-734, 2006.

OKSANEN, J. et al. **Vegan: Community Ecology Package**. R package version 1.17–2, 2010. Disponível em: <http://CRAN.R-project.org/package=vegan> Acesso em: 5 de novembro de 2019.

PARDOW, A.; HARTARD, B.; LAKATOS, M. Morphological, photosynthetic and water relations traits underpin the contrasting success of two tropical lichen groups at the interior and edge of forest fragments. **AoB Plants**, v. 2010, 2010.

PEREIRA, A. B. Mata Atlântica: uma abordagem geográfica. **Nucleus**, v. 6, n. 1, 2009.

PERONI, N.; HERNÁNDEZ, M. I. M. **Ecologia de populações e comunidades**. Universidade Aberta do Brasil, 2011.

R CORE TEAM. **R: A language and environment for statistical computing**. R Foundation for Statistical Computing, Vienna, Austria, 2019.

REZENDE, C. L. et al. From hotspot to hopespot: An opportunity for the Brazilian Atlantic Forest. **Perspectives in Ecology and Conservation**, v. 16, n. 4, p. 208-214, 2018.

RICARDO, F. **Terras Indígenas e Unidades de Conservação da natureza: o desafio das sobreposições**. Instituto socioambiental, 2004.

RONQUIST, F. et al. MrBayes 3.2: efficient Bayesian phylogenetic inference and model choice across a large model space. **Systematic biology**, v. 61, n. 3, p. 539-542, 2012.

SANDBROOK, C. What is conservation?. **Oryx**, v. 49, n. 4, p. 565-566, 2015. DOI:10.1017/S0030605315000952

SANDERS, W. B.; TOKAMOV, S. A. Diffuse growth in the fruticose beard lichen *Ramalina usnea* (L.) R. Howe. **The Lichenologist**, v. 47, n. 1, p. 51-58, 2015.

SANTOS, R. C. M.; PÁGLIA, A. **Mata Atlântica: características, biodiversidade e a história de um dos biomas de maior prioridade para conservação e preservação de seus ecossistemas**. Acervo da Iniciação Científica, 2010.

SANTOS, A. L. C.; DE CARVALHO, C. M.; DE CARVALHO, T. M. Importância de remanescentes florestais para conservação da biodiversidade: Estudo de caso na Mata Atlântica em Sergipe através de sensoriamento remoto. **Revista Geografica Academica**, v. 7, n. 2, p. 58-84, 2013.

SAXENA, S. et al. Observations on lichens growing on artifacts in the Indian subcontinent. In: Biodeterioration of Stone Surfaces. **Springer**, Dordrecht, 2004. p. 181-193.

SEMINARA, A. et al. A universal growth limit for circular lichens. **Journal of The Royal Society Interface**, v. 15, n. 143, p. 20180063, 2018.

SCARIOT, A.; FREITAS, S. M.; MARIANO, E. N.; Nascimento M. T.; Oliveira L. C.; SANAIOTTI, T. et al. Vegetação e flora. Rambaldi DM, Oliveira DAS, organizadoras. **Fragmentação de ecossistemas: causas, efeitos sobre a biodiversidade e recomendações de políticas públicas**. Brasília: MMA: SBF, 2003.

SCHEIDEGGER, C.; WERTH, S. Conservation strategies for lichens: insights from population biology. **Fungal biology reviews**, v. 23, n. 3, p. 55-66, 2009.

SCHROETER, B.; SANCHO, L. G. Lichens growing on glass in Antarctica. **The Lichenologist**, v. 28, n. 4, p. 385-390, 1996.

SCHULTZ, M.; POREMBSKI, S.; BÜDEL, B. Diversity of rockinhabiting cyanobacterial lichens: studies on granite inselbergs along the Orinoco and in Guyana. **Plant Biology**, v. 2, p. 482–495, 2000.

SCHULTZ, M.; BÜDEL, B. Key to the genera of the Lichinaceae. **Lichenologist**, v. 34, p. 39–62, 2002.

SHEARD, J. W. The lichenized ascomycete genus *Hafellia* in North America. **Bryologist**, v. 95, n.1, p. 79-87, 1992.

SHURE, D. J.; RAGSDALE, H. L. Patterns of primary succession on granite outcrop surfaces. **Ecology**, v. 58, n. 5, p. 993-1006, 1977.

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

SOS MATA ATLÂNTICA, INPE. **Atlas dos Remanescentes Florestais da Mata Atlântica–Período 2016-2017**. São Paulo: Fundação SOS Mata Atlântica. 2018.

SOULE, M. E. What is conservation biology?. **BioScience**, v. 35, n. 11, p. 727-734, 1985. DOI:10.2307/1310054

SPRIBILLE, T. et al. Basidiomycete yeasts in the cortex of ascomycete macrolichens. **Science**, v. 353, n. 6298, p. 488-492, 2016.

STAMATAKIS, A. RAxML-VI-HPC: maximum likelihood-based phylogenetic analyses with thousands of taxa and mixed models. **Bioinformatics**, v. 22, n. 21, p. 2688-2690, 2006.

SUJETOVIENÈ, G. Monitoring lichen as indicators of atmospheric quality. In: Recent advances in lichenology. **Springer**, New Delhi, 2015. p. 87-118.

TABARELLI, M. et al. Desafios e oportunidades para a conservação da biodiversidade na Mata Atlântica brasileira. **Megadiversidade**, v. 1, n. 1, p. 132-138, 2005.

TOWNSEND, C. R.; BEGON, M.; HARPER, J. P. Fundamentos em ecologia. 3ª. ed. **Artmed**, Porto Alegre. 576p, 2010.

TRIGUEIROS, L. M. B. M. **Incidência de liquens em cascas de plantas medicinais: uma abordagem Etnobotânica**. 2013. Dissertação (Mestrado em Biologia Vegetal) - Universidade Federal de Pernambuco, Recife, 2013.

TSCHARNER, T. et al. Parâmetros abióticos da Reserva Biológica de Pedra Talhada. **Boissiera**, v. 68, p. 40-57, 2015.

UPRETI, D. K.; DIVAKAR, P. K.; NAYAKA, S. Commercial and ethnic use of lichens in India. **Economic Botany**, v. 59, n. 3, p. 269, 2005.

VARJABEDIAN, R. Lei da Mata Atlântica: retrocesso ambiental. **Estudos avançados**, v. 24, n. 68, p. 147-160, 2010.

- WANG, L. S. et al. Ethnic uses of lichens in Yunnan, China. **The Bryologist**, v. 104, n. 3, p. 345-350, 2001.
- WILTSHIRE, P. E. J. Mycology in palaeoecology and forensic science. **Fungal biology**, v. 120, n. 11, p. 1272-1290, 2016.
- WILSON, E. O. Diversidade da vida. **São Paulo: Cia. das Letras**, 1994. 447p.
- WILSON, K. A. et al. Conserving biodiversity efficiently: what to do, where, and when. **PLOS biology**, v. 5, n. 9, p. e223, 2007.
- WRIGHT, S. J.; MULLER-LANDAU, H. C. The Future of Tropical Forest Species 1. **Biotropica: The Journal of Biology and Conservation**, v. 38, n. 3, p. 287-301, 2006.
- XAVIER FILHO, L. et al. **Biologia de liquens**. 4. ed. Rio de Janeiro: Âmbito Cultural, 2006. p. 23-74.
- XAVIER-LEITE, A. B. **Influência de fatores ambientais na riqueza e composição de espécies de liquens corticícolas em área de Brejo de altitude e Caatinga**. 2013. Dissertação (Mestrado em Ecologia e Conservação) - Universidade Federal de Sergipe, São Cristóvão, 2013.