



SERVIÇO PÚBLICO FEDERAL
MINISTÉRIO DA EDUCAÇÃO
UNIVERSIDADE FEDERAL DE SERGIPE
PRÓ-REITORIA DE PÓS-GRADUAÇÃO E PESQUISA
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIAS NATURAIS



Gabrielle Neris Lima

Diversidade e composição das comunidades de líquens crostosos em um gradiente altitudinal no Parque Nacional Serra de Itabaiana – SE.

Itabaiana – SE

2023

Gabrielle Neris Lima

Diversidade e composição das comunidades de líquens crostosos em um gradiente altitudinal no Parque Nacional Serra de Itabaiana - SE.

Dissertação de Mestrado apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Ciências Naturais da Universidade Federal de Sergipe, como requisito necessário para a obtenção do título de Mestre em Ciências Naturais.

Orientador: Profa. Dra. Marcela Eugenia da Silva Cáceres.

Co-Orientador: Prof. Dr. Marcos Vinicius Meiado.

Itabaiana – SE

2023

FICHA CATALOGRÁFICA ELABORADA PELA BIBLIOTECA PROFESSOR ALBERTO CARVALHO
UNIVERSIDADE FEDERAL DE SERGIPE

Lima, Gabrielle Neris
L732d Diversidade e composição das comunidades de líquens crostosos em um gradiente altitudinal no Parque Nacional Serra de Itabaiana - SE. / Gabrielle Neris Lima; orientação: Marcela Eugenia da Silva Cáceres. – Itabaiana, 2023.
74 f.; il.

Dissertação (Mestrado em Ciências Naturais) – Universidade Federal de Sergipe, 2023.

1. Ciências naturais. 2. Líquens. 3. Fungos - Itabaiana. 4. Impacto ambiental I. Cáceres, Marcela Eugenia da Silva. (orient.). II. Título.

CDU 582.29-043.8/.9(813.7)

CRB5/1603



SERVIÇO PÚBLICO FEDERAL
MINISTÉRIO DA EDUCAÇÃO
UNIVERSIDADE FEDERAL DE SERGIPE
CAMPUS PROF. ALBERTO CARVALHO
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIAS NATURAIS (PPGCN)

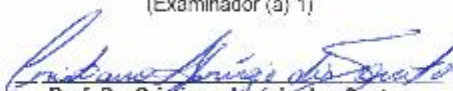


Ata da 28.ª Sessão de Defesa Pública de
Dissertação de Mestrado do Programa de Pós-
Graduação em Ciências Naturais da Universidade
Federal de Sergipe, realizada em 27 de abril de
2023.

1 Aos vinte e sete dias do mês de abril de dois mil e vinte e três, às nove e trinta horas, foi realizada
2 a Defesa Pública de Dissertação de Mestrado de **Gabrielle Neris Lima**, na sala de reuniões no
3 NIPPEC, a qual foi intitulada "**Diversidade e composição das comunidades de líquens em**
4 **um gradiente altitudinal no Parque Nacional Serra de Itabaiana**". A Banca Examinadora foi
5 constituída pelo(a) Orientador(a), **Prof. Dra. Marcela Eugenia da Silva Caceres** pelo 1º
6 Examinador, **Prof. Dra. Maria de Lourdes Lacerda Buril**, pelo 2º Examinador, **Prof. Dr.**
7 **Cristiano Aprigio dos Santos**. A sessão pública foi aberta pelo (a) orientador (a) da Defesa de
8 Dissertação que, após comentários, cumprimentou os presentes, apresentou a Banca
9 Examinadora, fez uma breve explanação sobre a natureza do trabalho e passou a palavra ao (ã)
10 candidato (a) para a apresentação do seu trabalho. Após a apresentação, o(a) Candidato(a) foi
11 então arguido(a) pelos integrantes da Banca Examinadora, iniciando-se pelo(a) 1º
12 Examinador(a), **Prof. Dra. Maria de Lourdes Lacerda Buril**, que teve trinta minutos para a
13 arguição, tendo o(a) Candidato(a) igual tempo para resposta. Em seguida, continuou-se com o(a)
14 2º Examinador(a), **Prof. Dr. Cristiano Aprigio dos Santos**, o (a) qual também teve trinta minutos
15 para a arguição, tendo o(a) Candidato(a) igual tempo para as respostas. Por fim, o(a)
16 Orientador(a), **Prof. Dra. Marcela Eugenia da Silva Caceres**, teve comentários e
17 questionamentos que foram dirimidos pelo(a) Candidato(a). Por último, a Banca Examinadora se
18 reuniu em caráter sigiloso e considerou o(a) candidato(a) **APROVADA**, na Defesa de
19 Dissertação de Mestrado. Nada mais havendo a tratar, a sessão foi encerrada e a presente ata
20 lavrada, que uma vez aprovada, segue assinada pelo Presidente da mesma.


Prof. Dra. Marcela Eugenia da Silva Caceres
Doc. (Presidente) digitalmente
gov.br MARIA DE LOURDES LACERDA BURIL
Data: 27/04/2023 12:34:49-0300
Verifique em <https://validar.iti.gov.br>

(Examinador (a) 1)


Prof. Dr. Cristiano Aprigio dos Santos
(Examinador (a) 2)


Gabrielle Neris Lima
(Mestrando (a))

Av. Ver. Olímpio Grande, s/n – Porto. CEP: 49510-200
Telefone: (79) 3432-8237 – Itabaiana/SE.
Home Page: <http://www.posgraduacao.ufs.br/ppgcn>
ppgcn@academico.ufs.com.br

AGRADECIMENTOS

A Deus, em primeiro lugar que sempre me deu força e saúde para conduzir minha dissertação.

Aos meus pais, Maria e Manoel, que sempre estiveram ao meu lado nas horas mais difíceis e felizes da minha vida e que nunca mediram esforços para que eu continuasse estudando.

As minhas irmãs, Stefany e Grasielly, que sempre foram uma das minhas maiores apoiadoras.

Aos meus queridos avós, João por todo amor, e Cecília (em memória), que não pode ver o fim dessa etapa, mas sempre me ensinou a batalhar pelos meus sonhos.

A minha prezada orientadora Marcela, que trilhou toda esta caminhada do meu lado, pela dedicação, compreensão e amizade. A meu coorientador, que me estendeu a mão sempre que precisei.

Aos meus amigos, especialmente, Dayane, Eliziane e Riclécia, que acompanharam esses 2 anos de jornada. E aos meus companheiros de laboratório, em especial, Isaías, Lidiane e Allan, pela força, amizade, inúmeras ajudas e compreensão.

SUMÁRIO

1	INTRODUÇÃO.....	12
2	REFERENCIAL TEÓRICO	16
2.1	Líquens crostosos	16
2.2	Parque Nacional Serra de Itabaiana	17
2.3	Ecologia de comunidades	18
3	OBJETIVOS	20
3.1	Objetivos específicos	20
4	METODOLOGIA	21
4.1	Área de estudo	21
4.2	Coleta e identificação das espécies	21
4.3	Obtenção dos dados ecológicos	24
4.4	Análises estatísticas e ecológicas	24
4.5	Compilação de dados sobre a diversidade de líquens no PARNASI	25
5	RESULTADOS	25
5.1	Composição de espécies	25
5.2	Líquens do Parque Nacional Serra de Itabaiana	32
5.3	Dados estatísticos e ecológicos	53
5.4	Diversidade, riqueza e abundância	56
5.5	Composição de espécies e similaridade das comunidades	60
5.6	Curva de acumulação e extrapolação	61
6	DISCUSSÃO	61
7	CONCLUSÃO	64
	REFERÊNCIAS	66

LISTA DE FIGURAS

Figura 01 - Desmatamento anual na Mata Atlântica entre 2012 e 2019.	13
Figura 02 - Área total atingida pelo fogo na Caatinga entre os anos de 2000 e 2019.	14
Figura 03 - Localização do Parque Nacional Serra de Itabaiana, Sergipe.	21
Figura 04 - Remoção de talo liquênico do forófito.	22
Figura 05 - Análise macroscópica do talo liquênico.	23
Figura 06 - Teste positivo (rosa) com Hidróxido de Potássio (KOH).	23
Figura 07 - A. <i>Astrothelium cinnamomeum</i> ; B. <i>Bactospora jenikii</i> ; C. <i>Bathelium madreporiforme</i> ; D. <i>Diorygma poitaei</i> ; E. <i>Dyplolabia afzellii</i> ; F. <i>Glyphis cicatriosa</i> .	29
Figura 08 - A. <i>Lecanora coronulans</i> ; B. <i>Lecanora tropica</i> ; C. <i>Lecanactis epileuca</i> ; D. <i>Malmidea furfurosa</i> ; E. <i>Nigrovothelium tropicum</i> ; F. <i>Operographa astraea</i> .	30
Figura 09 - A. <i>Phyllopsora furfuracea</i> ; B. <i>Ramboldia haematites</i> ; C. <i>Sarcographa labyrinthica</i> ; D. <i>Stirtonia nivea</i> ; E. <i>Thalloloma astroideum</i> ; F. <i>Trypethelium eluteriae</i> .	31
Figura 10 - Número de espécies de líquens crostosos presentes em forófitos no Parque Nacional Serra de Itabaiana, Itabaiana (SE) de acordo com a categoria de luminosidade. Dados expressos em valores de média $\pm$ intervalo de confiança.	54
Figura 11 - Número de indivíduos de líquens crostosos presentes em forófitos no Parque Nacional Serra de Itabaiana, Itabaiana (SE) de acordo com a categoria de luminosidade. Dados expressos em valores de média $\pm$ intervalo de confiança.	55
Figura 12 - Relação do padrão de distribuição de espécies e número de indivíduos de líquens presentes em forófitos do Parque Nacional Serra de Itabaiana, de acordo com a elevação (A e B), diâmetro na altura do peito do forófito – DAP (C e D) e luminosidade (E e F).	56
Figura 13 - Gráfico de abundância absoluta de espécies de líquens crostosos presentes no trabalho.	60
Figura 14 - Análise de cluster com base na abundância de espécies.	60
Figura 15 - Curva de acumulação e extrapolação de espécies obtidas no estudo.	61

LISTA DE TABELAS

Tabela 01 - Espécies de líquens registradas para o Parque Nacional Serra de Itabaiana com respectivo número de amostras coletadas.	26
Tabela 02 - Lista geral de espécies de líquens registradas no Parque Nacional Serra de Itabaiana, Itabaiana – SE. Em negrito estão as espécies que ainda não haviam sido registradas no parque.	32
Tabela 03 - Resultado do teste de Fisher (F), graus de liberdade (gl) e índice de significância (p) de Modelos Lineares Generalizados (GLM) avaliando o efeito de variáveis numéricas (elevação e DAP) e categórica (luminosidade) no número de espécies de líquens presentes em forófitos no Parque Nacional Serra de Itabaiana, Itabaiana, Sergipe.	53
Tabela 04 - Resultado do teste de Fisher (F), graus de liberdade (gl) e índice de significância (p) de Modelos Lineares Generalizados (GLM) avaliando o efeito de variáveis numéricas (elevação e DAP) e categórica (luminosidade) no número de indivíduos de líquens presentes em forófitos no Parque Nacional Serra de Itabaiana, Itabaiana, Sergipe.....	54
Tabela 05 - Riqueza total, índice de Shanon (H') e Simpson (D) de cada forófito coletado.....	57

LISTA DE ABREVIATURAS

DAP – Diâmetro a altura do peito.

GL – Graus de liberdade.

GLM – Modelos Lineares Generalizados.

GPS – Sistema de Posicionamento Global.

IBGE – Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística.

ICMBio – Instituto Chico Mendes de Conservação.

MMA – Ministério do Meio Ambiente.

PARNASI – Parque Nacional Serra de Itabaiana.

UC – Unidade de Conservação.

RESUMO

Líquens são o resultado da associação simbiótica entre um micobionte (fungo) e um fotobionte (alga e/ou cianobactéria). Eles desaparecem muito rápido de regiões onde o impacto ambiental é elevado, pois acompanham as alterações temporais da vegetação. O presente trabalho busca estudar a variação da estrutura da comunidade de líquens em termos de composição, riqueza e abundância, em um gradiente altitudinal na trilha principal do Parque Nacional Serra de Itabaiana (PARNASI) e identificar se há mudanças nas comunidades liquênicas associadas à altitude no parque. Foram realizadas duas coletas. Para a remoção dos talos liquênicos do córtex dos forófitos hospedeiros selecionados, foram utilizados faca e martelo. A identificação das espécies coletadas foi realizada de acordo com bibliografias específicas. Para as análises estatísticas foram feitas análises com teste de Fischer (F), graus de liberdade (gl), Modelo Linear Generalizado (GLM), Shannon (H') e Simpson (D), além de um cluster. Os índices de diversidade não diferiram significativamente entre os indivíduos coletados. Os dados estatísticos apresentados mostraram que a luminosidade é um fator síntese para essa área, visto que o platô não foi atingido nem extrapolado e a relação do diâmetro e altitude inferidos estão acima da margem de erro. Assim, o objetivo central do trabalho foi verificar se a altitude influenciava na composição das espécies, o que não pode ser verificado com clareza, mas que apresenta uma tendência, por isso, mais estudos se fazem necessários.

Palavras- chave: Fungos liquenizados; altitude; luminosidade; distribuição; riqueza.

ABSTRACT

Lichens are the result of the symbiotic association between a mycobiont (fungus) and a photobiont (algae and/or cyanobacteria). They disappear very quickly from regions where the environmental impact is high, as they accompany the temporal alterations of the vegetation. The present work seeks to study the variation of the structure of the lichen community in terms of composition, richness and abundance, in an altitudinal gradient in the main trail of the Parque Nacional Serra de Itabaiana (PARNASI) and to identify if there are changes in the lichen communities associated with altitude in the park. Two collections were carried out. To remove lichen thalli from the cortex of selected host phorophytes, a knife and hammer were used. The identification of the collected species was carried out according to specific bibliographies. For statistical analyses, analyzes were performed with Fischer's test (F), degrees of freedom (gl), Generalized Linear Model (GLM), Shannon (H') and Simpson (D), in addition to a cluster. Diversity indices did not differ significantly between individuals collected. The Shannon and Simpson diversity indices did not differ significantly among the collected individuals. Thus, the main objective of the work was to verify if the altitude influenced the composition of the species, which cannot be clearly verified, but which presents a tendency, therefore, more studies are necessary.

Keywords: Lichenized fungi; altitude; luminosity; distribution; wealth.

1 INTRODUÇÃO

Líquens são o resultado da associação simbiótica entre um micobionte, que pode ser um ou mais fungos, e um fotobionte, que pode ser uma alga e/ou cianobactéria (WEBSTER; WEBER, 2007). Este processo de liquenização é encontrado tanto em fungos do Filo Ascomycota quanto em Basidiomycota (HIBBETT *et al.*, 2007, STAJICK *et al.*, 2009). Os líquens estão distribuídos por todo o globo, habitam desde locais úmidos (como as florestas) até mesmo em locais mais secos (como os desertos). Eles desaparecem muito rápido de regiões onde o impacto ambiental é muito elevado, pois acompanham as alterações temporais da vegetação (GAUSLAA *et al.*, 2007) e a reconstituição da vegetação e da liquenobiota, quando possível, é gradual e lenta (MARCELLI, 1997). Além disso, são importantes para o processo de sucessão dos epífitos no tronco de vegetais superiores (CALLAWAY *et al.*, 2001).

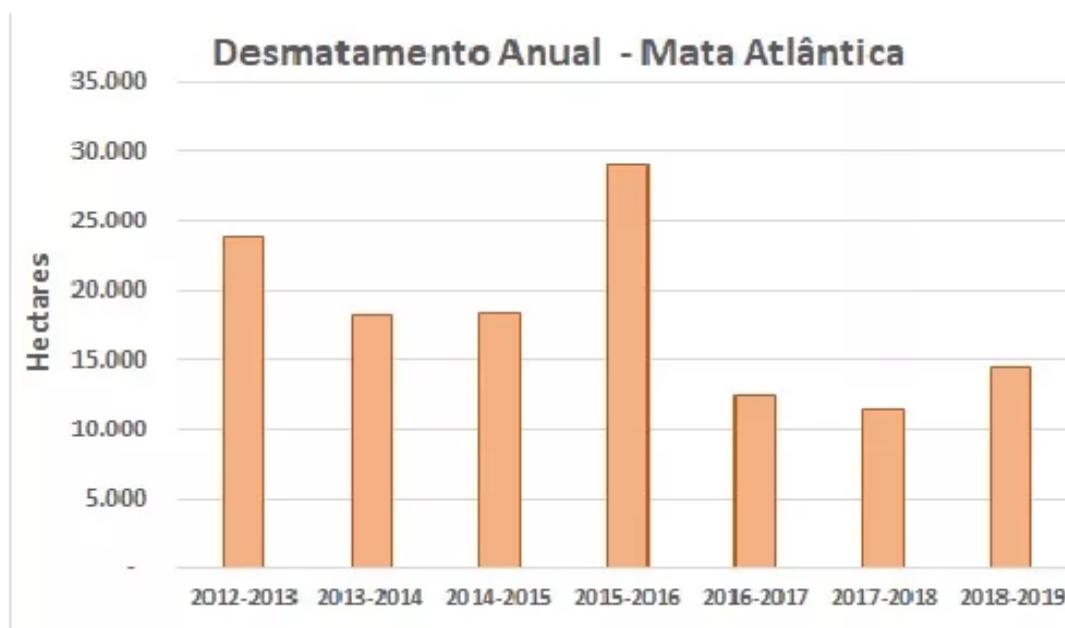
Dentre as funções vitais para a natureza, os líquens atuam como importantes bioindicadores de poluição, permitem a colonização de novos ambientes - já que estes organismos degradam rochas e auxiliam na formação do solo - servem de alimento para animais, principalmente em locais extremos, entre outros (SILVA; MALTA, 2016). Pouco se sabe ainda sobre a organização funcional de comunidades de líquens, mas os estudos já apresentados mostram que alguns atributos funcionais de líquens podem ser indicativos promissores das condições ambientais (LEWIS; ELLIS, 2010, MARINI; NASCIMBENE; NIMIS, 2011, GIORDANI *et al.*, 2012).

A Mata Atlântica é um bioma extremamente rico em espécies, com mais de 15.700 espécies de plantas registradas no bioma. Esse número corresponde a cerca de 5% da flora mundial, porém se destaca devido ao alto número de endemismo, no qual estima-se que aproximadamente 946 espécies de vertebrados e 7.155 espécies de plantas vasculares sejam endêmicas desse bioma (PAGLIA; PINTO, 2010). Ou seja, essas espécies não ocorrem em nenhum outro local do planeta, o que a torna especial. O Bioma Mata Atlântica é também o motor econômico do Brasil, pois abriga mais de 100 milhões de brasileiros, contribuindo com cerca de 70% do Produto Interno Bruto (PIB) (IBGE, 2020).

Como um *hotspot* de diversidade, importância econômica e ambiental, a proteção da Mata Atlântica se torna a maior garantia para a estabilidade geológica, evitando assim as grandes catástrofes que já ocorreram onde a floresta foi suprimida, resultando em

consequências econômicas e sociais extremamente graves (JOLY; METZGER; TABARELLI, 2014, MARTINELLI; MORAES, 2013, SCARANO; CEOTTO, 2015). Por isso, foi criada a Lei nº 11.428 (Lei da Mata Atlântica), de 2006, que dispõe sobre a utilização e proteção da vegetação nativa do Bioma Mata Atlântica, e dá outras providências. Essa lei é justificada pelo fato de a Mata Atlântica contemplar diferentes formações florestais e ecossistemas associados os quais foram detalhados pelo Decreto nº 6.660, de 2008, e delimitados no “Mapa da Área de Aplicação da Lei nº 11.428”, de 2006, elaborado e publicado pelo IBGE. A perda da biodiversidade é um dos principais problemas ambientais do planeta. Após cinco séculos de ocupação humana, temos uma Mata Atlântica em sua maioria constituída de arquipélagos de fragmentos florestais pequenos, cercados pela antropização, como pastagens, culturas agrícolas e áreas urbanas (JOLY; METZGER; TABARELLI, 2014). No entanto, a atividade ilegal ainda permanece ativa como mostra a (Figura 01), e cada hectare perdido representa mais uma preocupante perda de vegetação (KFOURI; GARCIA, 2021).

Figura 01. Desmatamento anual na Mata Atlântica entre 2012 e 2019.



Fonte: TNC Brasil a partir de dados da SOS Mata Atlântica e INPE.

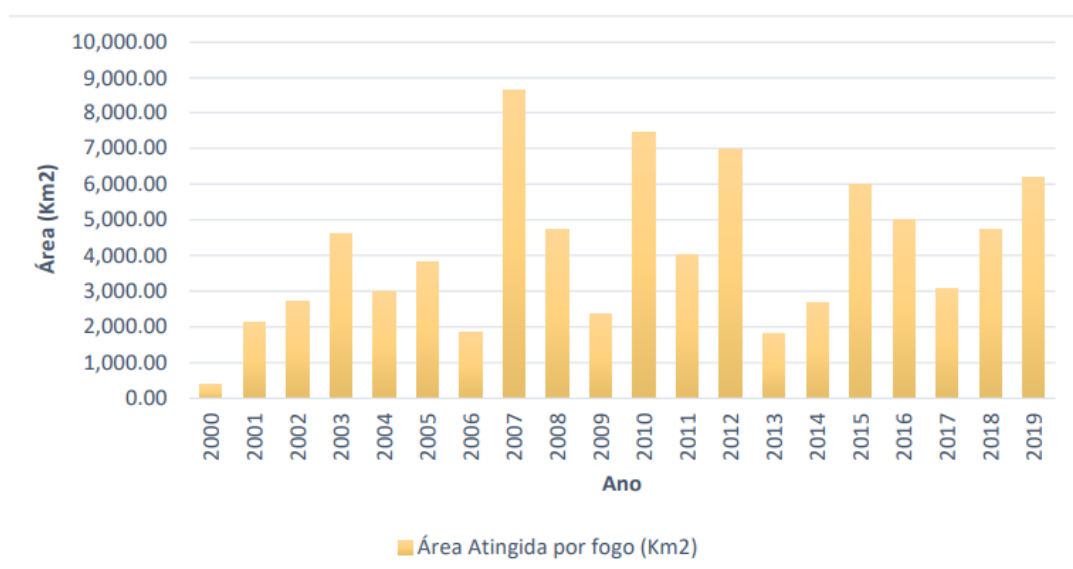
Recentemente, a porcentagem de cobertura vegetal da Mata Atlântica é dividida da seguinte maneira: 30% encontra-se em áreas protegidas, sendo 9% estritamente protegidas e 21% apenas com uso sustentável e os 70% restantes encontram-se com outras formas de proteção com base em locais legislados pelo Brasil (BRASIL, 2012, 2006). Por isso, quanto antes podermos estudar as áreas de risco e conscientizar as pessoas a preservá-las, melhor será o destino destes e de outros organismos (ICMBio, 2016).

Com relação à Caatinga, oficialmente é classificada como Savana Estépica (VELOSO *et al.*, 1991). A Caatinga é caracterizada por possuir longos períodos de estiagem, apresentando altas temperaturas, baixa umidade e ser extremamente afetada pelos incêndios originados por atividades humanas (MARIANO *et al.*, 2018). Além disso, é um bioma exclusivo do território brasileiro e se destaca pela grande diversidade e por abrigar espécies endêmicas (ICMBIO, 2016).

De acordo com o Instituto Brasileiro de Geografia Estatística (IBGE, 2004a), a Caatinga sobrepõe-se em grande parte ao domínio semiárido, a Caatinga abrange 844.453 km², o que equivale a 11% do território nacional. Grande parte dos remanescentes de cobertura encontram-se já antropizadas em diferentes graus, variando de um local para outro, devido aos níveis de exploração e criação de pastagens que ali se encontram (MARIANO *et al.*, 2018).

A Caatinga é um dos biomas mais atingidos pela ação antrópica e fenômenos naturais ao longo dos tempos, e essa degradação começou desde o período colonial. Vieira (2021), estudou a dinâmica de queimadas na Caatinga nos anos de 2000 a 2019 e percebeu que no ano de 2000, a área atingida por fogo correspondia à aproximadamente 0,05% da área total da Caatinga, cerca de 407,84 km². Já no ano de 2019, as áreas avançaram para 0,73% da área total do bioma, um total de 6.201,90 km² (Figura 2). Assim, houve anos com maior frequência e área atingida por fogo, bem como anos de menores frequência e área queimada (“ANÁLISE ESPAÇO-TEMPORAL DO FOGO NO BIOMA CAATINGA Greicielle dos Santos Vieira Brasília, 07 de maio de 2021”, [s.d.]).

Figura 02. Área total atingida pelo fogo na Caatinga entre os anos de 2000 e 2019.



Fonte: Vieira, 2021.

Sabendo-se que, quanto mais distantes do nível do mar, menor será a quantidade de espécies abrigadas no local e que o inverso também é verdadeiro, compreende-se que um passo fundamental de entender os processos que regulam a diversidade de espécies em diferentes escalas é a descrição de padrões na variação da riqueza de espécies ao longo dos gradientes ecológicos.

Os gradientes altitudinais refletem as variações dos gradientes de umidade, temperatura e radiação (KORNER, 2007), e os líquens que respondem a estes e outros fatores de suma importância (LEHMKUHL, 2004, COSTAS, 2018), sendo a altitude um fator que afeta diretamente a riqueza, composição e diversidade na estrutura das comunidades liquênicas (RODRIGUES *et al.*, 2017, COSTAS, 2018).

Visto a grande importância e relevância da preservação desses biomas, o presente trabalho busca caracterizar a variação da estrutura da comunidade de líquens em termos de composição, riqueza e abundância em um gradiente altitudinal da trilha principal do Parque Nacional Serra de Itabaiana e identificar quais são as mudanças nas comunidades liquênicas, correlacionando-as com fatores bióticos e abióticos como luminosidade, elevação e diâmetro na altura do peito (DAP).

2 REFERENCIAL TEÓRICO

2.1 Líquens crostosos

Conhecidos mundialmente por apresentarem ampla distribuição geográfica, os líquens são organismos simbióticos que mantêm sua estrutura igual (uniforme) ao longo do tempo e apresentam muita sensibilidade às alterações ambientais, principalmente às de origem antrópica, o que nos permite avaliar a qualidade ambiental através do mapeamento das espécies encontradas na área (ASTA *et al.*, 2002, KÄFFER *et al.*, 2012).

Os líquens se diferenciam em grupos de acordo com características específicas, podendo ser classificados em: crostosos, foliosos, fruticosos, esquamulosos e microfoliosos. Os crostosos apresentam aderência ao substrato, podendo ter seu talo totalmente imerso no substrato. Os esquamulosos possuem o talo composto por pequenas escamas que crescem agregadas ou espalhadas na fenda da casca das árvores. Os foliosos e microfoliosos apresentam estrutura laminar e dorsiventral e geralmente se aderem por vários pontos da região inferior. O talo dos fruticosos são cilíndricos ou achatados, em sua maioria são ramificados, crescendo pendente em rochas, galhos de árvores ou troncos (HALE, 1983).

Cerca de 75% dos líquens possuem talos crostosos (AHMADJIAN, 1993). Os líquens crostosos, não possuem córtex inferior e se fixam no substrato por meio das hifas da medula presentes na região inferior (NASH, 1996, MARCELLI, 2006). Líquens crostosos apresentam alta adaptabilidade as variadas condições encontradas nos espaços onde estão presentes e em regiões tropicais esses organismos são abundantes (LAKATOS; RASCHER; BUDEL, 2006, PARDOW; HARTARD; LAKATOS, 2010). Porém, o crescimento desses líquens é muito lento, se comparado aos foliosos, principalmente em altas latitudes e altitudes (MARCELLI, 2006).

Processos de destruição, desmatamento excessivo dos habitats naturais, em consequência das ações humanas na paisagem, tem causado grandes alterações nos padrões ecológicos do ambiente (ANDRADE, 2015). Essas alterações, conhecidas como fragmentações de habitats, afetam tanto a configuração espacial quanto a extensão total dos habitats disponíveis para as espécies (SAUNDERS; HOBBS; MARGULES, 1991, ANDRADE, 2015).

No Parque Nacional Serra de Itabaiana, a grande maioria das espécies registradas e que ocorre no local é de crescimento crostoso (CÁÁCERES; LÜCKING; RAMBOLD, 2007). Os trabalhos realizados nas áreas de Mata Atlântica e Caatinga no Nordeste

brasileiro, possibilitaram a coleta de espécies novas como em Xavier *et al.* (2014), a descrição de aspectos taxonômicos, ecológicos e filogenéticos como em Andrade (2020), dentre outros fatores importantes para diferentes grupos e para a ecologia como um todo.

2.2 Parque Nacional Serra de Itabaiana

O Parque Nacional Serra de Itabaiana (PARNASI) (Figura 1), criado em 15 de junho de 2005, é uma área de unidade de conservação como estação ecoógica de proteção integral, com uso restrito à preservação, à pesquisa e à educação ambiental, administrada pelo Instituto Chico Mendes de Biodiversidade (ICMBio). Situado entre os municípios de Itabaiana, Areia Branca, Campo do Brito, Itaporanga d'Ajuda, Laranjeiras e Malhador, ocupa uma área de aproximadamente 8.024,79 hectares. O PARNASI tem um relevo predominantemente formado por elevações e escarpas, vales onde surgem as nascentes, variando entre 60 e 659 metros de altitude, onde se destacam as três Serras do Parque: Comprida, Cajueiro e de Itabaiana, além de uma superfície mais baixa, conhecida como Mata do Cafuz (ICMBio, 2016).

Quanto a caracterização dos fatores bióticos e abióticos, o PARNASI apresenta segundo a classificação de Köppen-Geiger clima As' (tipo tropical úmido, litorâneo, oceânico, com chuvas de inverno antecipadas para o outono), com baixa precipitação no verão ($P_{mín} < 60\text{mm}$ no verão) (KOTTEK *et al.*, 2006), temperaturas anuais acima de 18°C, ausência de inverno pronunciado e grande precipitação anual, bem como ocorrência de chuvas nos meses de inverno. O PARNASI possui muitas nascentes, sendo mais de cem identificadas, e está situado no divisor de águas das bacias do rio Sergipe, a leste, e a do rio Vaza Barris a oeste, onde 76% da sua rede de drenagem corre para a primeira bacia e 24% para a segunda (ICMBio, 2016)

O PARNASI se situa em uma zona de transição entre os domínios morfoclimáticos dos mares de morros e o das depressões interplanálticas do semiárido do Nordeste (AB'SABER, 1998, DANTAS, 2008), causando a diferença de vegetações e biomas presentes na região. Em relação aos solos do PARNASI, no geral, são rasos na região de escarpa e topo das serras, agrupados nos tipos Neossolos, Argissolos e Planossolos, caracterizados por terem limitações relacionadas aos fatores nutricionais, indicando pouco significado para a ocupação com atividades da agropecuária (SANTOS *et al.*, 2013).

2.3 Ecologia de comunidades

Desde os primórdios, os pesquisadores da Ecologia tentam elucidar os processos ecológicos e os mecanismos responsáveis pelo funcionamento das comunidades e os padrões de distribuição das espécies (PAVOINE; BONSALL, 2011).

Dado o avanço e a consolidação do conhecimento florístico, muitas pesquisas passaram a realizar investigações sobre as mudanças na composição e na riqueza de espécies entre diferentes comunidades (GENTRY, 1988, LIEBERMAN *et al.*, 1996), buscando explicar as causas da variação da diversidade vegetal ao longo de gradientes ambientais (KÖRNER, 2018, LAIOLO; PATO; OBESO, 2018).

Vários fatores ecológicos são responsáveis por influenciar a riqueza e a composição de espécies nas comunidades naturais (WILLIG; BLOCH, 2006). Dentre os fatores, a altitude mostra ser uma das mais relevantes, já que influencia diretamente nas variações de substrato, declividade, quantidade de luz solar, disponibilidade de água e nutrientes, e na topografia, o que ocasiona a variação do surgimento de microhabitats em pequenas distâncias; por isso regiões montanhosas acabam tendo uma grande diversidade de espécies (MOREIRA, 2017).

Mccain e Grytnes (2010) chama atenção em seu estudo sobre as implicações da variação altitudinal sobre a riqueza de espécies, tornando-se um dos trabalhos mais conhecidos sobre o tema, mesmo não havendo um consenso sobre como ocorre a alteração da distribuição e riqueza de espécies quando relacionado à variação altitudinal (MCCAIN; GRYTNES, 2010, GRAHAM *et al.*, 2014). Estudos têm se aprofundado na última década e com base na premissa inicial de Whittaker (1973), há a indicação de que o padrão mais decorrente é o decréscimo da riqueza na medida em que ocorre a elevação da altitude local, padrão conhecido como monotômico. Porém, outras análises realizadas com plantas, invertebrados e vertebrados, demonstraram que existe um pico de diversidade em elevações intermediárias, ou que a variação da riqueza de espécies é quase horizontal até certa altitude antes de declinar. Esses últimos modelos, parecem ser mais comuns do que a premissa que há declínio linear do número de espécies à medida que a altitude se eleva (RAHBEEK, 1995; ALMEIDA-NETO *et al.*, 2006).

Os dois padrões vêm sendo descritos e discutidos de maneira ampla ao longo de gradientes verticais de variação de riqueza de espécies, nas Florestas Tropicais, levando a uma falta de consenso dos principais fatores que seriam responsáveis pela condução das diferenças encontradas nos estudos (RAHBECK, 2004, MCCAIN; GRYTNES, 2010, SANDERS; RAHBECK, 2012).

Para Nogués-Bravo *et al.*, (2008), existem dois grandes fatores que geram diferenças entre padrões de variação de riqueza em gradientes altitudinais: a escala de estudo e os impactos por atividade humana. Ambos partiriam de uma escala regional para escalas menores de estudo, fazendo o padrão monotômico de variação da diversidade se alterar a um padrão unimodal-parabólico (curva em formato de sino).

Entretanto, para compreendermos a variação na distribuição e diversidade de espécies ao longo de gradientes abióticos, a diversidade funcional deve ser calculada por meio dos atributos das espécies relacionadas ao funcionamento das comunidades (PETCHEY; GASTON, 2006), melhorando a compreensão das possíveis respostas das comunidades às mudanças ambientais (RICOTTA, 2005; GERHOLD *et al.*, 2015).

Os estudos focados em atributos funcionais e gradientes tem permitido o avanço no conhecimento da ecologia de comunidades; como é o caso do monitoramento baseado nos grupos funcionais de líquens, que permitem visualizar as mudanças ocorridas nos ecossistemas. Por apresentarem sensibilidade as variações no clima e na perturbação humana, os grupos de líquens que são vistos no local atuam como marcadores, os quais vão marcar a área agindo como um fator de alto/baixo impacto no ambiente (PINHO, 2019).

Nesse propósito, os gradientes de elevação podem ser usados como “experimentos naturais”, testando respostas evolutivas e ecológicas influenciadas pelas variáveis ambientais (GRAHAM *et al.*, 2014, KÖRNER, 2018). Assim, correlacionando com variações de diversos parâmetros, a altitude é vista como um fator importante no processo de substituição de espécies ao decorrer do gradiente, tornando-se influente no estabelecimento e crescimento dos indivíduos, esse comportamento foi descrito por Whittaker (1973) como complex gradient factor (fator de gradientes complexos).

Então, entender o que influencia e como ocorre o processo de substituição de espécies no gradiente altitudinal pode ajudar a entender a sensibilidade dos sistemas ecológicos as mudanças ambientais (FITZPATRICK *et al.*, 2013), e também dos organismos envolvidos. Além disso, a troca de espécies, de um lugar para o outro, costuma se relacionar com fatores que promovem o endemismo das espécies em consequência das características do habitat (QIAN; RICLEFS; WHITE, 2004; BASELGA, 2009). Já, o ganho ou perda de espécies entre um lugar e outro, é resultante do aninhamento, que se relaciona a fatores ambientais causando uma desagregação das comunidades (GASTON; BLACKBURN, 2000; BASELGA, 2009).

3 OBJETIVOS

Objetivo Geral: Caracterizar como as comunidades de líquens do PARNASI se comportam ao longo do gradiente altitudinal.

3.1 Objetivos específicos:

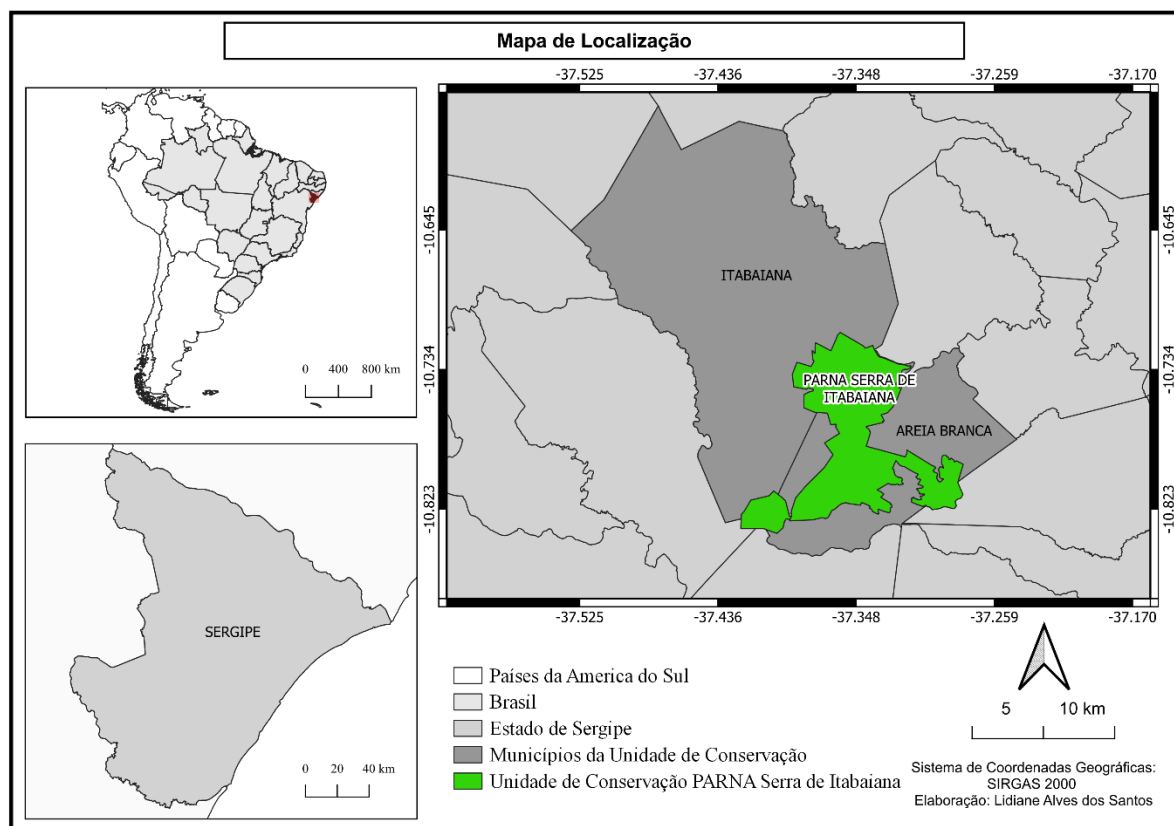
- Realizar um levantamento da micota liquenizada do Parque Nacional Serra de Itabaiana ao longo de um gradiente altitudinal;
- Avaliar a riqueza e composição de espécies de líquens ao longo do gradiente altitudinal;
- Realizar uma compilação de dados de espécies de líquens já registradas para o PARNASI, para uma lista de espécies atualizadas.

4 METODOLOGIA

4.1 Área de Estudo

O presente estudo foi conduzido na trilha principal do Parque Nacional Serra de Itabaiana (Figura 03), sendo uma área de remanescentes de Mata Atlântica como principal vegetação, que entra em transição com a Caatinga, e fica localizada nos municípios de Areia Branca, Campo do Brito, Itaporanga d'Ajuda, Laranjeiras, Malhador e Itabaiana, estado de Sergipe.

Figura 03. Localização do Parque Nacional Serra de Itabaiana, Sergipe.



4.2 Coleta e identificação das espécies

Inicialmente foram feitas as coletas de fungos liquenizados corticícolas crostosos na trilha principal do PARNASI, com a primeira expedição ocorrida em abril de 2022 e a segunda expedição em setembro de 2022. Para a amostragem das comunidades de líquens, selecionamos forófitos ao longo de todo gradiente a fim de criar um *continuum* elevacional. Foram selecionados forófitos com uma distância média de 50 metros uns dos outros, enumerados os da primeira coleta de 1 a 60, e de 61 a 120 os da segunda coleta,

sendo sorteados 40 forófitos de cada expedição para coleta. Foi observada a riqueza e quantidade de líquens apresentadas do chão até 150cm de altura e foi retirada a medida da circunferência (DAP) do forófito. Assim, foram coletadas amostras de 80 árvores, resultando em 159 amostras na primeira coleta e 100 na segunda coleta, totalizando 259 amostras. Em cada coleta foram observadas as características vegetacionais, morfotipos liquênicos e o comportamento das comunidades de líquens presentes na área (Adaptada de CÁCERES; LÜCKING; RAMBOLD, 2007).

Para a remoção dos talos liquênicos do córtex dos forófitos selecionados, foram utilizados faca (Figura 2) e quando necessário martelo. As amostras foram acondicionadas em saco de papel *kraft* para transporte até o laboratório. Para a confecção das exsicatas, cada amostra foi colada em papel cartão, no qual foram registrados data de coleta, nome da espécie, local de coleta e número do forófito seguindo a padronização do modelo de Cáceres, Lücking e Rambold (2007).

Figura 04. Remoção de talo liquênico do forófito.



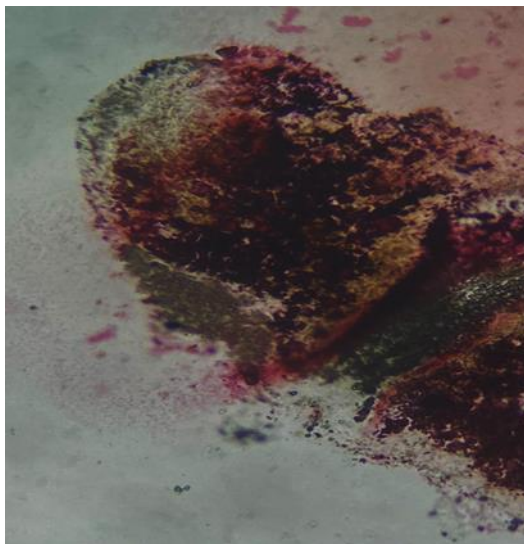
Para a identificação dos espécimes coletados, foram observadas as características externas como cor, forma e superfície do talo, presença, tipo e cor da margem apotecial e do disco, tipos de peritécios (agrupados ou solitários) e coloração (Figura 05). Posteriormente, foram feitas análises das características internas (microscópicas) como cor, septação e tamanho dos esporos, estrutura das hifas e do himênio, e testes de

coloração com Hidróxido de Potássio (KOH 10%) (Figura 06), luz ultravioleta (UV) e Iodo (lugol 2%). A identificação das espécies coletadas foi realizada de acordo com bibliografias específicas, como Cáceres, Lücking e Rambold (2007), Lücking, Archer, Aptroot, (2009), entre outras; e a nomenclatura foi atualizada através das bases de dados on-line *Index Fungorum* (<http://www.indexfungorum.org/>), e *Mycobank* (<http://www.mycobank.org/>). Por fim, coleções de referência foram depositadas nos herbários ISE (Universidade Federal de Sergipe).

Figura 05. Análise macroscópica do talo liquênico.



Figura 06. Teste positivo (rosa) com Hidróxido de Potássio (KOH).



4.3 Obtenção dos dados ecológicos

Os seguintes dados ecológicos foram obtidos de cada forófito selecionado para a coleta de líquens: 1. altitude em metros da localização; 2. diâmetro à altura do peito (DAP) em centímetros; e 3. intensidade da luz solar (luminosidade), relatadas através das observações ambientais, como presença/ausência de dossel e sua abertura quando

presente, além de fotografias registradas nas coletas. A variação média entre os pontos de coletam ficou entre 30 a 50 metros.

A altitude que foi aferida em metros e dividida em baixa (150 – 179m), média (180 – 280m) e alta (281 – 402m) e o DAP que foi aferido em centímetros, ambos são dados ecológicos numéricos, porém a luminosidade foi distribuída nas categorias baixa (presença de dossel fechado), média (dossel semiaberto ou aberto) e alta (ausência de dossel). Essa padronização foi uma escolha baseada na altitude do local e nas presenças vegetacionais, seguindo adaptações do método de coleta de Cáceres, Lücking e Rambold (2007).

A altitude foi aferida através do GPS em cada forófito amostrado e também nos diferentes pontos, o percurso trouxe dados irregulares, por exemplo, o ponto 7 apresentou altitude de 190 metros, enquanto que o ponto 6 (ponto anterior) estava a 214 metros. O DAP foi aferido com uma trena ao redor de cada forófito, variando de 5 à 106cm, uma variação irregular. Já a luminosidade foi medida através da presença/ausência de dossel e da abertura dele, ou seja, foi descrita através da visão local no momento da coleta, divididas em baixa (dossel fechado), média (dossel semiaberto ou aberto). Assim, foram aferidos no total, 80 pontos.

4.4 Análises estatísticas e ecológicas

Os dados ecológicos foram analisados com o auxílio do software Bio Estat versão 5.3, levando em consideração as duas visitas feita ao PARNASI.

Para as análises estatísticas, foi utilizado o Modelo Linear Generalizado (GLM) para a relação determinística entre as variáveis (resposta e preditora) e o componente aleatório dos resíduos (distribuição dos erros). Fez-se o uso de variáveis categóricas e numéricas, adotando o critério de significância, caso o resultado seja de no máximo 5% de erro (p-valor < 0,5%) (NELDER; WEDDERBURN, 1972).

O teste de Fisher foi introduzido para determinar se a variabilidade entre as médias do grupo é maior que a variabilidade das observações dentro dos grupos. Para calcular o teste de Fisher, fez-se a tabulação dos dados analisando primeiro a relação entre o número de espécies (riqueza) e as variáveis DAP, luminosidade e altitude e em seguida, a relação entre o número de indivíduos ou espécime (abundância) e as variáveis DAP, luminosidade e altitude, em tabelas de 2x2 (uma tabela para cada variável). Além disso, foram observados os valores do número de espécies e de indivíduos em relação a

luminosidade (quantidade de luz), onde foram produzidos gráficos mostrando esses valores, para entender o padrão da liquenobiota (KREBS, 1999). Após todos esses dados serem registrados, foi possível entender e avaliar a riqueza e composição de espécies de líquens ao longo do gradiente altitudinal.

Análises adicionais foram obtidas com o auxílio do software R v.4.1.0 (R Core Team, 2021) utilizando os seguintes pacotes: *dplyr*, *car*, *rstatix*, *lmttest*, *QuantPsyc*, *psych*, *ggplot2*, *ggpmisc* e *vegan* (ZEILEIS; HOTHORN, 2002, WICKHAM, 2016, OKSANEN *et al.*, 2018, JOHN FOX; SANFORD, 2019, KASSAMBARA, 2021, REVELLE, 2021, APHALO; FLETCHER, 2022, WEISBERG WICKHAM *et al.*, 2023). Além disso, foi observado o valor de abundância total, obtido através das coletas no presente trabalho, apresentado através de um gráfico de barras (OKSANEN *et al.*, 2018). A partir da técnica de agrupamento, com o objetivo de observar o padrão de distribuição e composição da área estudada, foi realizado a análise e construção de um cluster com o pacote “*cluster*” (MAECHLER *et al.*, 2021). Por fim, uma curva de acumulação e extrapolação foi elaborada com base na riqueza observada com o intuito de verificar a suficiência amostral do presente trabalho, com o auxílio do iNEXT online (CHAO *et al.*, 2016).

4.5 Compilação de dados sobre a diversidade de líquens no PARNASI

Para a compilação de dados sobre as espécies de líquens já registradas no PARNASI, anteriormente ao presente trabalho, foi realizada a revisão no Herbário ISE, com a pesquisa manual das amostras que estão lá depositadas, porém ainda não cadastradas no herbário. Adicionalmente, foi feita uma pesquisa na literatura, e foi utilizada uma lista de referência das coletas realizadas nos últimos 10 anos, juntamente com o pesquisador Dr. André Aptroot, que é um colaborador do Laboratório de Liquenologia (LALIQ) da Universidade Federal de Sergipe – Campus Itabaiana.

5 RESULTADOS

5.1 Composição de espécies

Foram coletadas 259 amostras, sendo 100 na primeira coleta e 159 na segunda coleta. Destas, foram identificados 245 indivíduos em nível de espécie, e 14 amostras não puderam ser identificadas por não apresentarem algumas estruturas importantes taxonomicamente como os esporos. Das amostras identificadas, foram encontradas 90 espécies (Figuras 5–7), distribuídas em 45 gêneros e 22 famílias. Dentre as famílias

encontradas, destacaram-se a família *Graphidaceae*, com 69 indivíduos distribuídos em 10 gêneros, seguida pela *Trypetheliaceae*, com 59 indivíduos distribuídos em sete gêneros, e *Arthoniaceae* com 58 indivíduos em cinco gêneros. Outra observação pertinente é que os representantes dessas três famílias foram encontrados em ambientes de baixa, média e alta luminosidade, ou seja, ao longo de toda a trilha.

Apesar do número significativo de espécies encontradas nos forófitos analisados, a quantidade de amostras coletados não foi alta. As espécies que se destacaram foram: *Arthothelium* sp., com 37 indivíduos, *Trypethelium eluteriae* Spreng., com 16 indivíduos, e *Dyplolabia afzellii* Ach., com 13 indivíduos (Tabela 01).

Tabela 01. Espécies de líquens registradas para o Parque Nacional Serra de Itabaiana com respectivo número de amostras coletadas.

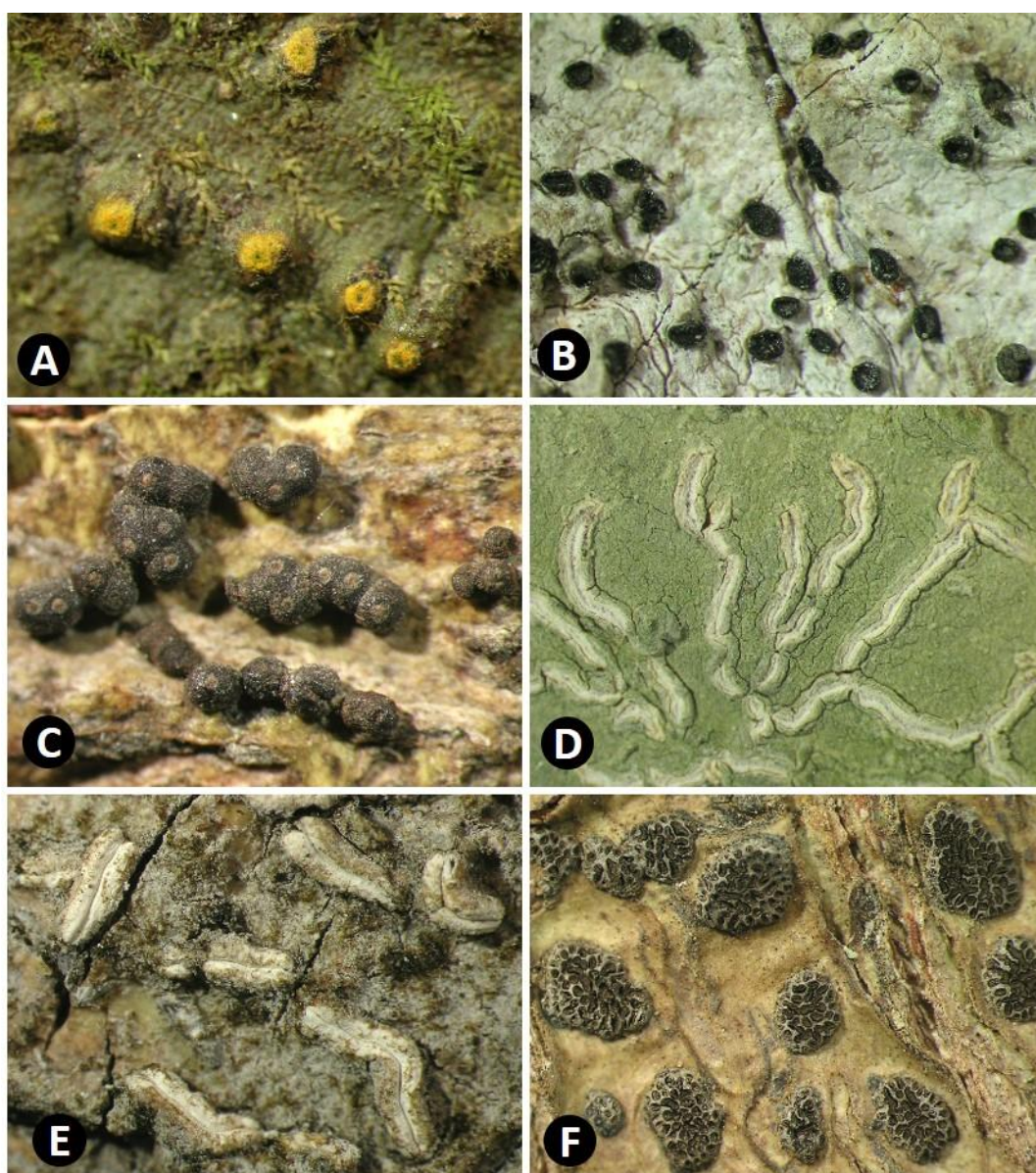
Espécie	Quantidade de indivíduos
<i>Amandinea extenuata</i> (Müll. Arg.) Marbach.	2
<i>Anisomeridium biforme</i> (Borrer) R. C. Harris	3
<i>Arthonia complanata</i> Fée	11
<i>Arthonia</i> sp.	1
<i>Arthothelium</i> sp.	37
<i>Astrothelium</i> aff. <i>leucothelium</i> Nyl.	1
<i>Astrothelium porosum</i> Ach.	6
<i>Astrothelium cinnamomeum</i> Eschw.	3
<i>Astrothelium macrostomoides</i> Lücking	1
<i>Astrothelium kunzei</i> Fée	3
<i>Bactospora jenikii</i> (Vězda) Egea & Torrente	1
<i>Bathelium madreporiforme</i> Eschw.	1
<i>Byssoloma subdiscordans</i> Nyl.	1
<i>Chapsa</i> sp.	1
<i>Chapsa discoides</i> Stirt.	1
<i>Coenogonium</i> sp.	3
<i>Coenogonium chloroticum</i> Xavier-Leite, M. Cáceres &	1
Aptroot	

<i>Cryptothecia</i> sp.	1
<i>Cryptothecia punctosorediata</i> Sparrius	1
<i>Cryptothecia scripta</i> G. Thor.	1
<i>Cryptothecia striata</i> G. Thor	5
<i>Diorygma alagoensis</i> M. Cáceres & Lücking	2
<i>Diorygma poitaei</i> Fée	7
<i>Dictyomeridium proponensis</i> Aptroot, M. P. Nelsen & Lücking	1
<i>Dyplolabia afzelii</i> Ach.	13
<i>Dyplolabia oryzoides</i> (Leight.) Kalb & Staiger	1
<i>Flakea papilata</i> O. E. Erikss	1
<i>Fissurina dumastii</i> Fée	1
<i>Gassicurtia coccinea</i> Fée	4
<i>Glyphis cicatricosa</i> Ach.	7
<i>Graphis</i> sp. 1	1
<i>Graphis</i> sp. 2	1
<i>Graphis</i> sp. 3	1
<i>Graphis furcata</i> Fée	10
<i>Graphis parallela</i> Müll. Arg.	2
<i>Graphis pinícola</i> Zahlbr.	4
<i>Graphis virescens</i> Müll. Arg.	2
<i>Hafellia curatellae</i> (Malme) Marbach	1
<i>Lecanora</i> sp.	1
<i>Lecanora concilians</i> (Nyl.) Cromb.	1
<i>Lecanora concilianda</i> Vain.	1
<i>Lecanora coronulans</i> Nyl.	2
<i>Lecanora tropica</i> Zahlbr.	4
<i>Lecanactis epileuca</i> Nyl.	1
<i>Malmidea furfurosa</i> (Tuck. Ex Nyl.)	1
<i>Megalospora</i> sp.	1
<i>Melanotrema</i> sp.	1
<i>Melanotrema platystosman</i> (Mont.) Frisch	2
<i>Myriotrema endoflavescens</i> Hale ex Lücking	1

<i>Nigrovothelium</i> sp.	1
<i>Nigrovothelium tropicum</i> Ach.	1
<i>Opegrapha</i> sp.	3
<i>Opegrapha astra</i> ea Tuck.	1
<i>Parmelinella amazonensis</i> Nyl.	2
<i>Parmotrema praessorediosum</i> (Nyl.) Hale	4
<i>Pertusaria</i> sp.	3
<i>Pertusaria carneola</i> (Eschw.) Müll. Arg.	1
<i>Phaeographis asteroides</i> (Fink) Lendemer	1
<i>Phaeographis astroidea</i> Müll. Arg.	1
<i>Phaeographis brasiliensis</i> (A. Massal.) Kalb & Matthes- Leicht.	1
<i>Phaeographis</i> aff. <i>Punctiformis</i> (Eschw.) Müll. Arg.	2
<i>Phyllopsora corallina</i> (Eschw.) Müll. Arg.	1
<i>Phyllopsora furfuraceae</i> Pears.	1
<i>Polymeridium catapastum</i> (Nyl.) R. C. Harris	1
<i>Polymeridium catapastoides</i> Aptroot	1
<i>Polymeridium contendes</i> (Nyl.) R. C. Harris	1
<i>Polymeridium siamensi</i> Vain.	2
<i>Polymeridium simulans</i> R. C. Harris.	2
<i>Polymeridium</i> sp. 1	3
<i>Polymeridium</i> sp. 2	2
<i>Polymeridium</i> sp. 3	1
<i>Porina</i> sp.	2
<i>Pseudopyrenula subgregaria</i> Mull. Arg	5
<i>Pseudopyrenula subnudata</i> Müll. Arg.	1
<i>Pyrenula</i> sp.	1
<i>Pyrenula microtheca</i> (Esslinger)	2
<i>Ramboldia haematites</i> (Fée) Kalb, Lumbsch & Elix	3
<i>Rinodina</i> sp.	1
<i>Sarcographa labyrinthica</i> (Ach.) Müll. Arg.	4
<i>Stigmatochroma gerontoides</i> (Stirt.) Marbach	1
<i>Stirtonia lucida</i> M.M.E. Alves, Aptroot & M. Cáceres	1

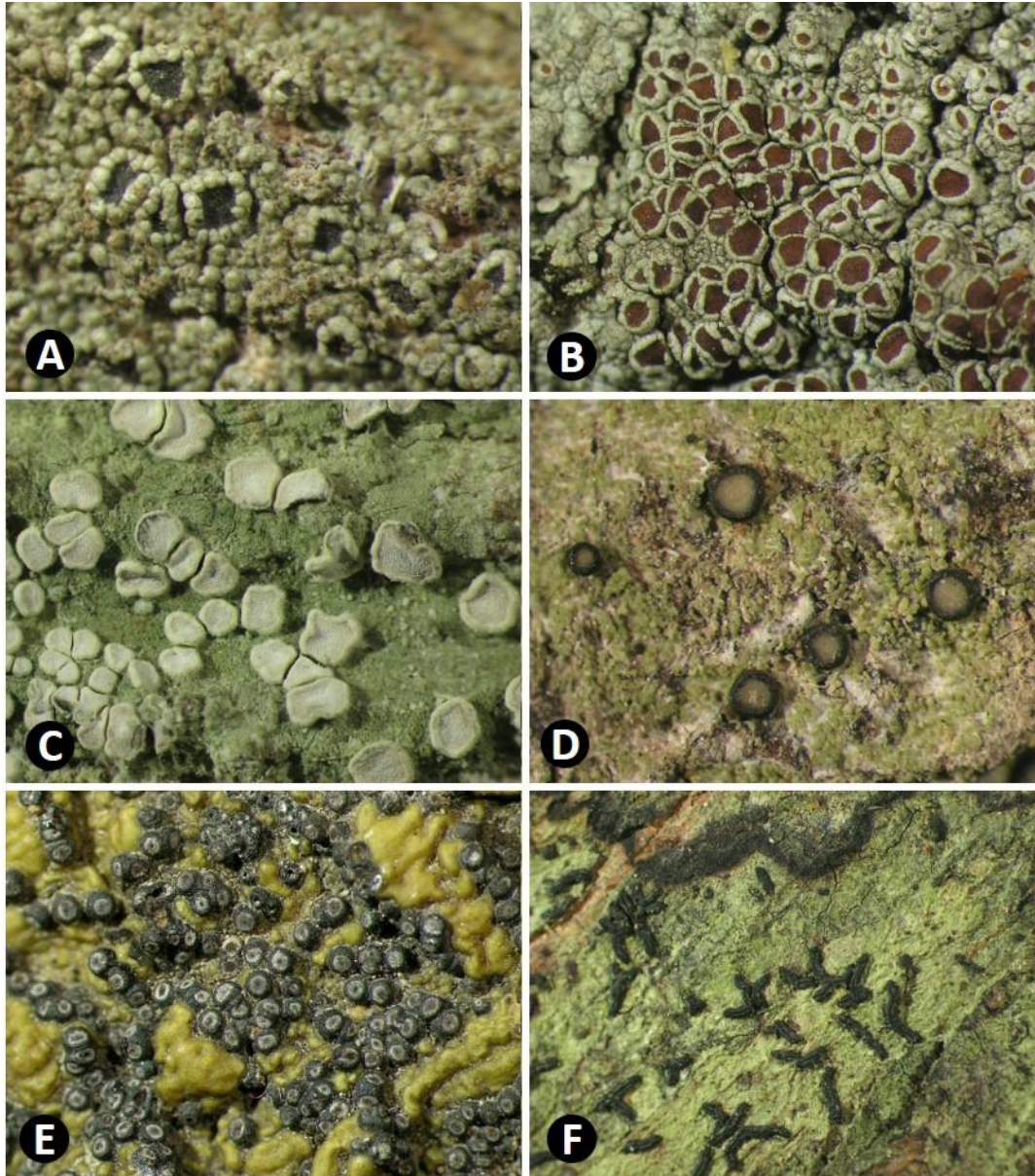
<i>Stirtonia</i> sp.	1
<i>Strigula obtecta</i> (Vain.) R. C. Harris	1
<i>Tapellaria albomarginata</i> Lücking	1
<i>Thalloloma astroideum</i> Mull. Arg.	3
<i>Trypethelium</i> sp.	1
<i>Trypethelium eluteriae</i> Spreng.	16
<i>Trypethelium subeluteriae</i> Makhija & Patw.	5

Figura 07. A. *Astrothelium cinnamomeum*; B. *Bactospora jenikii*; C. *Bathelium madreporiforme*; D. *Diorygma poitaei*; E. *Dyplolabia afzellii*; F. *Glyphis cicatrosa*.



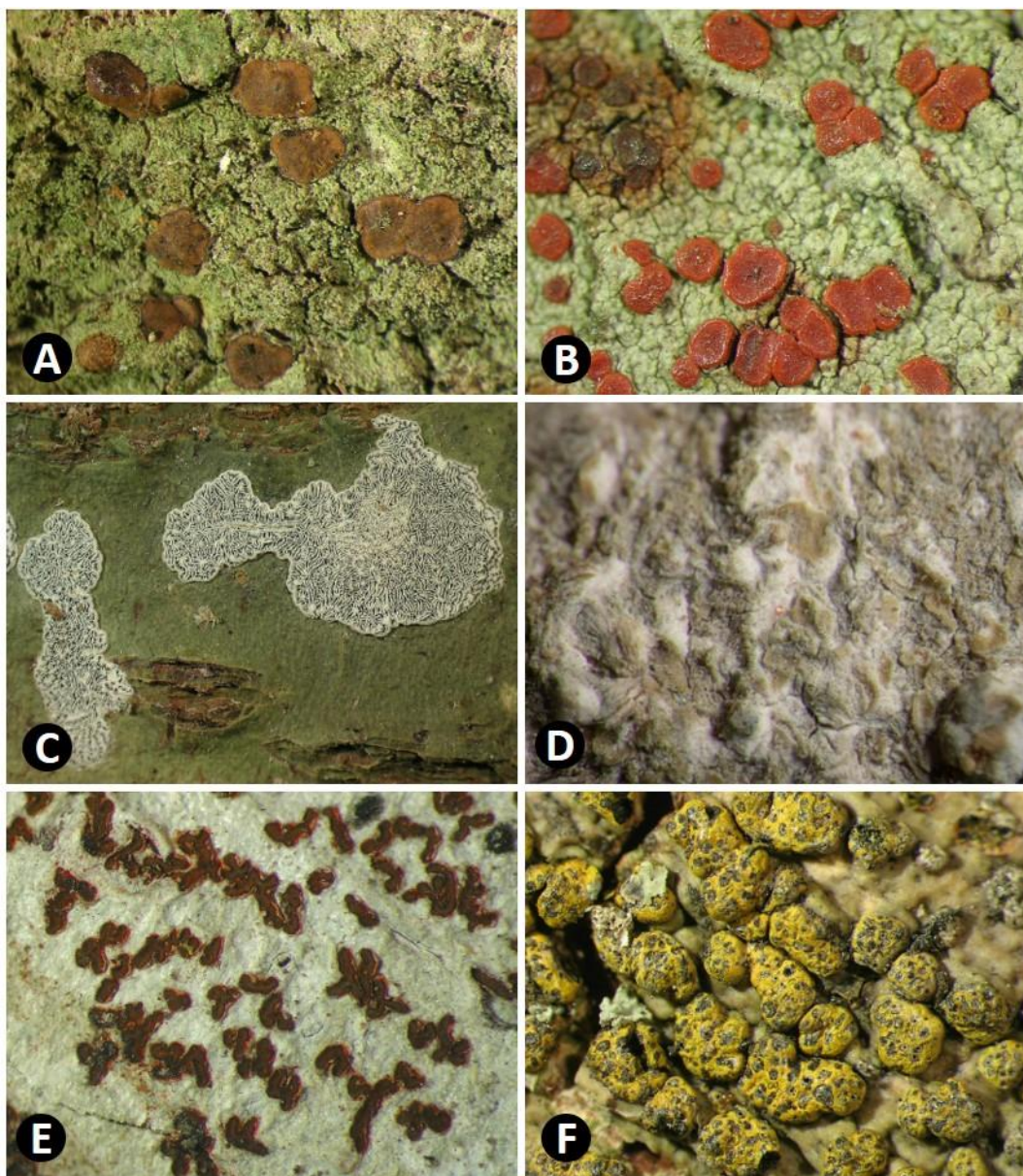
Fonte: Cáceres, 2007.

Figura 08. A. *Lecanora coronulans*; B. *Lecanora tropica*; C. *Lecanactis epileuca*; D. *Malmidea furfurosa*; E. *Nigrovothelium tropicum*; F. *Opegrapha astraea*



Fonte: Cáceres, 2007.

Figura 09. A. *Phyllopsora furfuraceae*; B. *Ramboldia haematites*; C. *Sarcographa labyrinthica*; D. *Stirtonia nivea*; E. *Thalloloma astroideum*; F. *Trypethelium eluteriae*.



Fonte: Cáceres, 2007

5.2 Líquens do Parque Nacional Serra de Itabaiana

Como pode ser visto na tabela abaixo, temos a lista geral de espécies registradas no PARNASI, onde temos 408 espécies corticícolas, 48 espécies foliícolas, 45 espécies saxícolas e 25 espécies terrícolas. Em destaque estão aquelas que puderam ser acrescentadas após as identificações realizadas nesse trabalho, ambas são corticícolas, que se somam em um total de 27 novos registros.

Tabela 02: Lista geral de espécies de líquens registradas no Parque Nacional Serra de Itabaiana, Itabaiana – SE. Em negrito estão as espécies que ainda não haviam sido registradas no parque.

Gênero/ Espécie	Local de coleta (habitat)
<i>Agonimia pacifica</i> (H. Harada) Diederich	corticícola
<i>Allographa acharii</i> (Fée) Lücking & Kalb	corticícola
<i>Allographa angustata</i> (Eschm.) Lücking & Kalb	corticícola
<i>Allographa argentata</i> (Lücking & Umaña) Lücking & Kalb	corticícola
<i>Allographa balbisii</i> (Fée) Lücking & Kalb	corticícola
<i>Allographa balbisina</i> (Nyl.) Lücking & Kalb	corticícola
<i>Allographa amplius</i> (Nyl.) Kalb	corticícola
<i>Amandinea extenuata</i> (Müll. Arg.) Marbach	corticícola
<i>Anisomeridium americanum</i> (A. Massal.) RCHarris	corticícola
<i>Anisomeridium biforme</i> (Borrer) R. C. Harris	corticícola
<i>Anisomeridium foliicola</i> R. Sant. & Tibell	foliicola
<i>Anisomeridium leptospermum</i> (Zahlbr.) RCHarris	corticícola
<i>Anisomeridium</i> aff. <i>polypori</i> (Ellis & Everh.) MEBarr	corticícola
<i>Anisomeridium</i> cf. <i>polypori</i> (Ellis & Everh.) MEBarr	corticícola
<i>Anisomeridium subprostans</i> (Nyl.) RCHarris	corticícola
<i>Anisomeridium truncatum</i> (Müll. Arg.) RC Harris	corticícola
<i>Anomomorpha turbulenta</i> Nyl.	corticícola
<i>Ampliotrema amplius</i> (Nyl.) Kalb	corticícola
<i>Arthonia aciniformis</i> Stirt.	saxícola
<i>Arthonia antillarum</i> (Fée) Nyl.	corticícola
<i>Arthonia</i> aff. <i>bessalis</i> Nyl.	corticícola
<i>Arthonia complanata</i> Fée	corticícola
<i>Arthonia leptosperma</i> (Müll. Arg.) R. Sant.	foliicola
<i>Arthonia parantillarum</i> Aptroot	corticícola
<i>Arthonia pinastri</i> Anzi	corticícola

<i>Astrothelium aeneum</i> (Eschw.) Aptroot & Lücking	corticícola
<i>Astrothelium auratum</i> (RCHarris) Aptroot & Lücking	corticícola
<i>Astrothelium cinnamomeum</i> (Eschw.) Müll.Arg.	corticícola
<i>Astrothelium</i> aggr. <i>Conicum</i> Eschw	corticícola
<i>Astrothelium</i> cf. <i>crassum</i> (Fée) Aptroot	corticícola
<i>Astrothelium confusum</i> Müll.Arg.	corticícola
<i>Astrothelium curvatum</i> Aptroot & M. Cáceres	corticícola
<i>Astrothelium degenerans</i> (Vain.) Aptroot & Lücking	corticícola
<i>Astrothelium eustomum</i> (Mont.) Müll.Arg.	corticícola
<i>Astrothelium inspersaeneum</i> ELLima, Aptroot & M. Cáceres	corticícola
<i>Astrothelium interjectum</i> RCHarris	corticícola
<i>Astrothelium kunzei</i> Fée	corticícola
<i>Astrothelium</i> aff. <i>leucothelium</i> Nyl.	corticícola
<i>Astrothelium macrocarpum</i> (Fée) Aptroot & Lücking	corticícola
<i>Astrothelium macrostomoides</i> Lücking	corticícola
<i>Astrothelium marcidum</i> (Fée) Aptroot & Lücking	corticícola
<i>Astrothelium nitidiusculum</i> (Nyl.) Aptroot & Lücking	corticícola
<i>Astrothelium obscurum</i> Müll. Arg.	corticícola
<i>Astrothelium phlyctaena</i> (Fée) Aptroot & Lücking	corticícola
<i>Astrothelium porosum</i> (Ach.) Aptroot & Lücking	corticícola
<i>Astrothelium puiggarii</i> (Müll.Arg.) Aptroot & Lücking	corticícola
<i>Astrothelium scoria</i> (Fée) Aptroot & Lücking	corticícola
<i>Astrothelium scorioides</i> Nyl.	corticícola
<i>Astrothelium</i> cf. <i>sepultum</i> Mont.	corticícola
<i>Astrothelium subdisjunctum</i> (Müll.Arg.) Aptroot & Lücking	corticícola
<i>Astrothelium tuberculosum</i> (Vain.) Aptroot & Lücking	corticícola
<i>Astrothelium variolosum</i> (Ach.) Müll.Arg.	corticícola
<i>Astrothelium versicolor</i> Müll.Arg.	corticícola
<i>Bacidina</i> cf. <i>adastra</i> (Sparrius & Aptroot) M. Hauck & V. Wirth	folícol

<i>Bacidina agonimiana</i> Nascimento & M. Cáceres	terrícola
<i>Bacidina apiahica</i> (Müll. Arg.) Vězda	foliicola
<i>Bacidiopsora silvicola</i> (Malme) Kalb	corticícola
<i>Bacidiopsora orizabana</i> (Vain.) Kalb	corticícola
<i>Bactrospora myriadea</i> (Fée) Egea & Torrente	corticícola
<i>Bathelium madreporiforme</i> (Eschw.) Trevis.	corticícola
<i>Buellia</i> cf. <i>griseovirens</i> (Turner & Borrer ex Sm.) Almb.	corticícola
<i>Buellia halonia</i> (Ach.) Tuck.	saxícola
<i>Buellia mamillana</i> (Tuck.) WA Weber	saxícola
<i>Buellia ocellata</i> (Flörke ex Flot.) Körb.	saxícola
<i>Buellia subdisciformis</i> (Leight.) Jatta	saxícola
<i>Buellia trachyspora</i> Vainio	saxícola
<i>Bulbothrix leprieurii</i> Aubel	corticícola
<i>Bulbothrix subdissecta</i> (Nyl.) Hale	corticícola
<i>Bulbothrix tabacina</i> (Mont. & Bosch) Hale	corticícola
<i>Bulbothrix ventricosa</i> (Hale & Kurok.) Hale	corticícola
<i>Bullatina aspidota</i> (Vain.) Vězda & Poelt	foliicola
<i>Byssoloma catillariosporum</i> M. Cáceres, M. W. O. Santos & Aptroot	corticícola
<i>Byssoloma discordans</i> (Vain.) Zahlbr.	corticícola
<i>Byssoloma leucoblepharum</i> Santess	foliicola
<i>Byssoloma subdiscordans</i> (Nyl.) P. James	corticícola
<i>Calopadia chacoensis</i> (Malme) Kalb & Vězda	corticícola
<i>Calopadia foliicola</i> (Fée) Vězda	foliicola
<i>Calopadia pruinosa</i> Lücking & Chaves	corticícola
<i>Calopadia subcoerulescens</i> (Zahlbr.) Vězda	foliicola
<i>Calopadia subfusca</i> Kalb & Vězda	corticícola
<i>Caloplaca boergesenii</i> (Vain.) Zahlbr.	saxícola
<i>Caloplaca chrysophthalma</i> Degel	corticícola
<i>Caloplaca cinnabarina</i> (Ach.) Zahlbr.	saxícola
<i>Caloplaca ochraceofulva</i> (Müll. Arg.) Jatta	saxícola

<i>Caloplaca wrightii</i> (Tuck.) Fink	corticícola
<i>Canoparmelia cryptochlorophaea</i> (Hale) Elix & Hale	corticícola
<i>Canoparmelia salacinifera</i> (Hale) Elix & Hale	corticícola
<i>Canoparmelia texana</i> (Tuck.) Elix & Hale	corticícola
<i>Carbacanthographis candidata</i> (Nyl.) Staiger & Kalb	corticícola
<i>Carbacanthographis chionophora</i> (Redinger) Staiger & Kalb	corticícola
<i>Carbacanthographis crassa</i> (Müll.Arg.) Staiger & Kalb	corticícola
<i>Celothelium cinchonarum</i> (Müll.Arg.) Vain.	corticícola
<i>Chapsa dilatata</i> (Müll.Arg.) Kalb	corticícola
<i>Chapsa discoides</i> Stirt.	corticícola
<i>Chapsa elabens</i> (Müll.Arg.) Rivas Plata & Mangold	corticícola
<i>Chapsa leprocarpoides</i> (Hale) M. Cáceres & Lücking	corticícola
<i>Chapsa platycarpella</i> (Vain.) A. Frish	corticícola
<i>Chapsa platycarpoides</i> (Tuck.) Breuss & Lücking	corticícola
<i>Chapsa thallotrema</i> Lücking & N. Salazar	corticícola
<i>Chiodecton malmei</i> G. Thor	corticícola
<i>Chiodecton sphaerale</i> Ach.	corticícola
<i>Chroodiscus coccineus</i> (Leight.) Müll.Arg.	folícola
<i>Cladia aggregata</i> (Sw.) Nyl.	terrícola
<i>Cladonia bahiana</i> Ahti	terrícola
<i>Cladonia clathrata</i> Ahti & L. Xavier	terrícola
<i>Cladonia confusa</i> R. Sant.	terrícola
<i>Cladonia didyma</i> (Fée) Vain.	corticícola
<i>Cladonia furfuracea</i> Vain.	terrícola
<i>Cladonia gumboskii</i> Aptroot, MF Souza & Spielmann	saxícola
<i>Cladonia kalbii</i> (Ahti) Ahti & DePriest	terrícola
<i>Cladonia lichexanthonica</i> Aptroot & Cáceres	saxícola
<i>Cladonia megaphylla</i> Ahti & Marcelli	terrícola
<i>Cladonia miniata</i> G. Mey.	corticícola
<i>Cladonia ochracea</i> L. Scriba	terrícola

<i>Cladonia parvipes</i> (Vain.) S. Stenroos	corticícola
<i>Cladonia pityrophylla</i> Vain.	terricola
<i>Cladonia polyscypha</i> Ahti & L. Xavier	terricola
<i>Cladonia polystomata</i> Ahti & Sipman	terricola
<i>Cladonia rugicaulis</i> Ahti	terricola
<i>Cladonia sphacelata</i> Vain.	terricola
<i>Cladonia subdelicatula</i> Vain.	corticícola
<i>Cladonia subminiata</i> S. Stenroos	terricola
<i>Cladonia subradiata</i> (Vain.) Sandst.	corticícola
<i>Cladonia subsquamosa</i> Kremp.	corticícola
<i>Cladonia substellata</i> Vain.	terricola
<i>Clandestinotrema pauperius</i> (Nyl.) Rivas Plata, Lücking & Lumbsch	corticícola
<i>Coccocarpia epiphylla</i> (Fée) Müll.Arg.	corticícola
<i>Coccocarpia erythroxyli</i> (Spreng.) Swinscow & Krog	corticícola
<i>Coccocarpia palmicola</i> (Spreng.) Arv. & D. J. Galloway	corticícola
<i>Coenogonium chloroticum</i> Xavier-Leite, M. Cáceres & Aptroot	corticícola
<i>Coenogonium coppinsii</i> Aptroot & M. Cáceres	corticícola
<i>Coenogonium implexum</i> Nyl.	corticícola
<i>Coenogonium interplexum</i> Nyl.	corticícola
<i>Coenogonium isidiatum</i> (G. Thor & Vězda) Lücking, Aptroot & Sipman	corticícola
<i>Coenogonium isidiosum</i> (Breuss) Rivas Plata, Lücking, L.Umaña & Chaves	corticícola
<i>Coenogonium leprieurii</i> (Mont.) Nyl.	corticícola
<i>Coenogonium linkii</i> Ehrenb.	folícola
<i>Coenogonium strigosum</i> Rivas Plata, Lücking & Chaves	corticícola
<i>Coenogonium subdentatum</i> (Vězda & G. Thor) Rivas Plata, Lücking, L. Umaña & Chaves	corticícola
<i>Coenogonium subdilutum</i> (Malme) Kalb	corticícola
<i>Coenogonium subluteum</i> (Rehm) Kalb & Lücking	folícola

<i>Coniarthonia megaspora</i> Aptroot, C. Mendonça & M. Cáceres	corticícola
<i>Coniocarpon cinnabarinum</i> DC.	corticícola
<i>Constrictolumina cinchonae</i> (Ach.) Lücking, M. P. Nelsen & Aptroot	corticícola
<i>Cora itabaiana</i> Dal-Forno, Aptroot & M. Cáceres	corticícola
<i>Cratiria obscurior</i> (Stirt.) Marbach & Kalb	corticícola
<i>Cratiria vioxanthina</i> (Elix) Kalb & Elix	saxícola
<i>Crespoa crozalsiana</i> (B.de Lesd. ex Harm.) Lendemer & B. P. Hodk.	corticícola
<i>Cruentotrema cruentatum</i> (Mont.) Rivas Plata, Lumbsch & Lücking	corticícola
<i>Crypthonia álvida</i> (Fée) Frisch & G. Thor	corticícola
<i>Cryptoschizotrema cryptotrema</i> (Nyl.) Aptroot, Lücking & M. Cáceres	corticícola
<i>Cryptothecia lichexanthonica</i> E. L. Lima, Aptroot & M. Cáceres	corticícola
<i>Cryptothecia punctosorediata</i> Sparrius	corticícola
<i>Cryptothecia scripta</i> G. Thor	corticícola
<i>Cryptothecia striata</i> G. Thor	corticícola
<i>Cryptothelium sepultum</i> (Mont.) A. Massal.	corticícola
<i>Dichoporis phaea</i> (Ach.) SH Jiang, Lücking & Sérus	corticícola
<i>Dichoporis tenuis</i> (RC Harris) SH Jiang, Lücking & Sérus	corticícola
<i>Dichosporidium nigrocinctum</i> (Ehrenb.) G. Thor	corticícola
<i>Dictyomeridium amylosporum</i> (Vain.) Aptroot, MP Nelsen & Lücking	corticícola
<i>Dictyomeridium parapropionens</i> (Aptroot, M. Cáceres & EL Lima) Aptroot, MP Nelsen & Lücking	corticícola
<i>Dictyomeridium propionens</i> (Nyl.) Aptroot, MP Nelsen & Lücking	corticícola
<i>Dictyomeridium propionensis</i> Aptroot, MP Nelsen & Lücking	corticícola

<i>Dimelaena oreina</i> (Ach.) Norman	saxícola
<i>Dimelaena tenuis</i> (Müll.Arg.) H. Mayrhofer & Wippel	saxícola
<i>Diorygma alagoensis</i> Cáceres & Lücking	corticícola
<i>Diorygma erythrellum</i> (Mont. & Bosch) Kalb, Staiger & Elix	corticícola
<i>Diorygma hieroglyphicum</i> (Pers.) Staiger & Kalb	corticícola
<i>Diorygma junghuhnii</i> (Mont. & Bosch) Kalb, Staiger & Elix	corticícola
<i>Diorygma poitaei</i> (Fée) Kalb, Staiger & Elix	corticícola
<i>Diorygma reniforme</i> (Fée) Kalb, Staiger & Elix	corticícola
<i>Diploschistella</i> cf. <i>urceolata</i> Vain.	terrícola
<i>Diploschistes diacapsis</i> (Ach.) Lumbsch	terrícola
<i>Diploschistes hypoleucus</i> Zahlbr.	terrícola
<i>Dirinaria leopoldii</i> (Stein) D. D. Awasthi	corticícola
<i>Dirinaria picta</i> (Sw.) Clem. & Shear	corticícola
<i>Dyplolabia afzelii</i> (Ach.) A. Massal.	corticícola
<i>Dyplolabia oryzoides</i> (Leight.) Kalb & Staiger	corticícola
<i>Echinoplaca leucotrichoides</i> (Vain.) R. Sant.	folícola
<i>Echinoplaca subsimilis</i> Kalb & Vězda	corticícola
<i>Encephalographa anthracothecii</i> Diederich	corticícola
<i>Endocarpon pallidulum</i> (Nyl.) Nyl.	terrícola
<i>Enterographa compunctula</i> (Nyl.) Redinger	saxícola
<i>Enterographa chiodectonoides</i> M. Cáceres & Lücking	corticícola
<i>Enterographa pallidella</i> (Nyl.) Redinger	saxícola
<i>Enterographa perez-higaredae</i> Herrera-Camp. & Lücking	folícola
<i>Enterographa quassiicola</i> Fée	corticícola
<i>Enterographa subquassiicola</i> M. Cáceres & Lücking	corticícola
<i>Erythrodictyon granulatum</i> (Mont.) G. Thor	corticícola
<i>Fellhanera fuscata</i> (Müll.Arg.) Vězda	folícola
<i>Fissurina agregata</i> Montagu	corticícola
<i>Fissurina aggregatula</i> Common & Lücking	corticícola
<i>Fissurina comparimuralis</i> Staiger	corticícola

<i>Fissurina dumastii</i> Fée	corticícola
<i>Fissurina</i> cf. <i>egena</i> (Nyl.) Nyl.	corticícola
<i>Fissurina pseudostromatica</i> Lücking & Rivas Plata	corticícola
<i>Fissurina radiata</i> Mont.	corticícola
<i>Fissurina</i> cf. <i>tuckermaniana</i> Comum & Lücking	corticícola
<i>Flakea papilata</i> O. E. Erikss	corticícola
<i>Flavoparmelia caperata</i> (L.) Hale	corticícola
<i>Flegographa leprieurii</i> (Mont.) A. Massal.	corticícola
<i>Fouragea filicina</i> (Mont.) Trevis.	folícola
<i>Gassicurtia coccínea</i> Fée	corticícola
<i>Glyphis cicatricosa</i> Ach.	corticícola
<i>Graphis acharii</i> Fée	corticícola
<i>Graphis albotecta</i> (Redinger) Staiger	corticícola
<i>Graphis borealis</i> (A. W. Archer) A. W. Archer	corticícola
<i>Graphis cinerea</i> Fée	corticícola
<i>Graphis furcata</i> Fée	corticícola
<i>Graphis glaucescens</i> Fée	corticícola
<i>Graphis haleana</i> RC Harris	corticícola
<i>Graphis immersicans</i> AW Archer	corticícola
<i>Graphis implicata</i> Fée	corticícola
<i>Graphis librata</i> C. Knight	corticícola
<i>Graphis multisulcata</i> (Müll. Arg.) Lücking & Chaves	corticícola
<i>Graphis oxyclada</i> Müll. Arg.	corticícola
<i>Graphis paralela</i> Müll.Arg.	corticícola
<i>Graphis pinicola</i> Zahlbr.	corticícola
<i>Graphis sitiana</i> Vain.	corticícola
<i>Graphis slendrae</i> (Lücking) Hale	corticícola
<i>Graphis stellata</i> M. Cáceres & Lücking	corticícola
<i>Graphis subnuda</i> Staiger & Lücking	corticícola
<i>Graphis subturgidula</i> Lücking & Sipman	corticícola
<i>Graphis virescens</i> Müll. Arg.	corticícola

<i>Gyalectidium filicinum</i> Müll.Arg.	foliicola
<i>Gyalectidium imperfectum</i> Vězda	foliicola
<i>Gyalideopsis cochlearifera</i> Lücking & Sérus.	foliicola
<i>Gyalideopsis concava</i> Vězda	saxicola
<i>Gyalideopsis lambinonii</i> Vězda	corticícola
<i>Gyalideopsis palmata</i> Kalb & Vězda	corticícola
<i>Gyalideopsis rubrofusca</i> Kalb & Vězda	corticícola
<i>Hafellia curatellae</i> (Malme) Marbach	corticícola
<i>Hafellia demutans</i> (Zahlbr.) Pusswald	corticícola
<i>Helminthocarpon leprevostii</i> (Fée)	corticícola
<i>Herpothallon aurantiacoflavum</i> (B.de Lesd.) Aptroot, Lücking & G. Thor	corticícola
<i>Herpothallon rubrocinctum</i> (Ehrenb.) Aptroot, Lücking & G. Thor	corticícola
<i>Heterodermia galactophylla</i> (Tuck.) W. L. Culb.	corticícola
<i>Heterodermia japônica</i> (M. Satô) Swinscow & Krog	corticícola
<i>Heterodermia obscurata</i> (Nyl.) Trevis.	corticícola
<i>Hyperphyscia cochlearis</i> Scutari	corticícola
<i>Hyperphyscia variabilis</i> Scutari	corticícola
<i>Hypotrachyna minarum</i> (Vain.) Krog & Swinscow	corticícola
<i>Hypotrachyna protochlorina</i> Sipman, Elix & T. H. Nash	corticícola
<i>Hypotrachyna rockii</i> (Zahlbr.) Hale	corticícola
<i>Lasioloma cf. arachnoideum</i> (Kremp.) R. Sant.	foliicola
<i>Laurera megasperma</i> (Mont.) Riddle	corticícola
<i>Lecanactis epileuca</i> (Nyl.) Tehler	corticícola
<i>Lecanora achroa</i> Nyl.	corticícola
<i>Lecanora concilians</i> (Nyl.) Cromb.	corticícola
<i>Lecanora concilianda</i> Vain.	corticícola
<i>Lecanora coronulans</i> Nyl.	corticícola
<i>Lecanora expallens</i> Ach.	corticícola
<i>Lecanora leproplaca</i> Zahlbr.	corticícola
<i>Lecanora lichexanthona</i> Guderley	saxicola

<i>Lecanora pseudistera</i> Nyl.	corticícola
<i>Lecanora subcrenulata</i> Müll.Arg.	corticícola
<i>Lecanora subimmersa</i> (Fée) Vain.	saxícola
<i>Lecanora sulfurescens</i> Fée	saxícola
<i>Lecanora tropica</i> Zahlbr.	corticícola
<i>Lecidea</i> cf. <i>haerjedalica</i> H. Magn.	corticícola
<i>Lecidella meiococca</i> (Nyl.) Leuckert & Hertel	saxícola
<i>Lepra subventosa</i> (Malme) Schmitt & Lumbsch	saxícola
<i>Lepra ventosa</i> (Malme) Lendemer & R. C. Harris	saxícola
<i>Leptogium coralloideum</i> (Meyen & Flot.) Vain.	corticícola
<i>Leptogium cortícola</i> (Taylor) Tuck.	corticícola
<i>Leptogium cyanescens</i> (Ach.) Körb.	corticícola
<i>Leptogium marginellum</i> (Sw.) Gray	corticícola
<i>Letrouitia domingensis</i> (Pers.) Hafellner & Bellem.	corticícola
<i>Letrouitia leprolyta</i> (Nyl.) Hafellner	corticícola
<i>Leucodecton compunctellum</i> (Nyl.) Frisch	corticícola
<i>Leucodecton occultum</i> (Eschw.) Frisch	saxícola
<i>Leucodecton</i> cf. <i>sordidescens</i> (Fée) Lücking & Sipman	corticícola
<i>Lyromma nectandrae</i> Bat. & H. Maia	folícola
<i>Malcomiella atlântica</i> Cáceres & Lücking	corticícola
<i>Malcomiella badimoides</i> Cáceres & Lücking	corticícola
<i>Malcomiella furfurosa</i> (Tuck. ex Nyl.) Cáceres & Lücking	corticícola
<i>Malcomiella granífera</i> (Ach.) Kalb & Lücking	corticícola
<i>Malcomiella gyalectoides</i> (Vain.) Cáceres & Lücking	corticícola
<i>Malcomiella leptoloma</i> (Müll.Arg.) Cáceres & Lücking	corticícola
<i>Malcomiella piperis</i> (Spreng.) Kalb & Lücking	corticícola
<i>Malcomiella psychotrioides</i> Kalb & Lücking	corticícola
<i>Malcomiella vinosa</i> (Eschw.) Kalb & Lücking	corticícola
<i>Malmidea atlantica</i> (M. Cáceres & Lücking) M. Cáceres & Kalb	corticícola
<i>Malmidea badimoides</i> (M. Cáceres & Lücking) M. Cáceres & Kalb	corticícola

<i>Malmidea</i> cf. <i>ceylanica</i> (Zahlbr.) Kalb, Rivas Plata & Lumbsch	corticícola
<i>Malmidea furfurosa</i> (Tuck. ex Nyl.) Kalb & Lücking	corticícola
<i>Malmidea granifera</i> (Ach.) Kalb, Rivas Plata & Lumbsch	corticícola
<i>Malmidea piperis</i> (Spreng.) Kalb, Rivas Plata & Lumbsch	corticícola
<i>Malmidea psychotrioides</i> (Kalb & Lücking) Kalb, Rivas Plata & Lumbsch	corticícola
<i>Malmidea sulphureosorediata</i> M. Cáceres, D. A. Mota & Aptroot	corticícola
<i>Malmidea vinosa</i> (Eschw.) Kalb, Rivas Plata & Lumbsch	corticícola
<i>Malmographina plicosa</i> (C.F.W. Meissn.) M.Cáceres, Rivas Plata & Lücking	corticícola
<i>Mazosia carnea</i> (Eckfeldt) Aptroot & M. Cáceres	corticícola
<i>Mazosia dispersa</i> (Hedr.) R. Sant.	foliícola
<i>Mazosia endonigra</i> M. Cáceres & Aptroot	corticícola
<i>Mazosia melanophthalma</i> (Müll.Arg.) R. Sant.	foliícola
<i>Mazosia phyllosema</i> (Nyl.) Zahlbr.	foliícola
<i>Mazosia pilosa</i> Kalb & Vezda	foliícola
<i>Mazosia rotula</i> (Mont.) A. Massal.	foliícola
<i>Mazosia viridescens</i> (Fée) Aptroot & M. Cáceres	corticícola
<i>Megalaria bengalensis</i> Jagad.Ram, Aptroot, G.P. Sinha & Kr. P. Singh	corticícola
<i>Megalospora sulphurata</i> Meyen	corticícola
<i>Megalotremis flavovulcanus</i> Aptroot.	corticícola
<i>Megalotremis</i> cf. <i>verrucosa</i> (Makhija & Patw.) Aptroot	corticícola
<i>Melanotrema meiospermum</i> (Nyl.) Frisch	corticícola
<i>Melanotrema platystosmum</i> (Mont.) Frisch	corticícola
<i>Micarea pycnidiophora</i> Coppins & P. James	corticícola
<i>Micarea squamulosa</i> Aptroot, Lücking & M. Cáceres	terricola
<i>Micarea termitophila</i> Aptroot & M. Cáceres	saxícola
<i>Mycocalicium enterographicola</i> Aptroot & M. Cáceres	corticícola
<i>Mycoporum compositum</i> (A. Massal.) R. C. Harris	corticícola

<i>Mycoporum eschweileri</i> (Müll.Arg.) R.C.Harris	corticícola
<i>Mycoporum lacteum</i> (Ach.) R. C. Harris	corticícola
<i>Mycoporum sparsellum</i> Nyl.	corticícola
<i>Myeloconis guyanensis</i> P. M. McCarthy & Elix	corticícola
<i>Myriostigma miniatum</i> (Vain. ex Lücking) Aptroot, Ertz, Grube & M. Cáceres	corticícola
<i>Myriostigma subcandidum</i> (M. Cáceres & Lücking) Frisch & G. Thor	corticícola
<i>Myriotrema hartii</i> (Müll.Arg.) Hale	corticícola
<i>Myriotrema</i> cf. <i>microporum</i> (Mont.) Hale	corticícola
<i>Myriotrema neofrondosum</i> Sipman	corticícola
<i>Musaespora gigas</i> (Zahlbr.) R. C. Harris	corticícola
<i>Neoprotoparmelia brasilioidata</i> Garima Singh, M. Cáceres & Aptroot	corticícola
<i>Neoprotoparmelia isidiata</i> (Diederich, Aptroot & Sérus.) Garima Singh, Lumbsch & I.Schmitt	corticícola
<i>Neoprotoparmelia multifera</i> (Nyl.) Garima Singh, Lumbsch & I. Schmitt	corticícola
<i>Nigrovothelium tropicum</i> (Ach.) Lücking, M. P. Nelsen & Aptroot	corticícola
<i>Nitidochapsa</i> cf. <i>aggregata</i> (Hale) Poengs., Lücking & Lumbsch	corticícola
<i>Normandina pulchella</i> (Borrer) Nyl.	corticícola
<i>Nyungwea anguinella</i> (Nyl.) Aptroot	corticícola
<i>Ocellularia albula</i> (Nyl.) Zahlbr.	corticícola
<i>Ocellularia carnea</i> (Eckfeldt) Aptroot & M. Cáceres	corticícola
<i>Ocellularia</i> s.l. <i>cavata</i> (Ach.) Müll.Arg.	corticícola
<i>Ocellularia</i> aggr. <i>cavata</i> (Ach.) Müll.Arg.	corticícola
<i>Ocellularia crocea</i> (Kremp.) Overeem & D. Overeem	corticícola
<i>Ocellularia laeviuscula</i> (Nyl.) Kraichak, Lücking & Lumbsch	corticícola
<i>Ocellularia</i> cf. <i>mauretiana</i> Hale	corticícola

<i>Ocellularia obturascens</i> (Nyl.) Hale	corticícola
<i>Ocellularia</i> aggr. <i>papillata</i> (Leight.) Zahlbr.	corticícola
<i>Ocellularia</i> aggr. <i>perforata</i> (Leight.) Müll.Arg.	corticícola
<i>Ocellularia praestans</i> (Müll.Arg.) Hale	corticícola
<i>Ocellularia psorbarroensis</i> Sipman	corticícola
<i>Ocellularia rotundifumosa</i> Naksukankul, Luecking & Lumbsch	corticícola
<i>Ocellularia subemersa</i> Müll.Arg.	corticícola
<i>Ocellularia terebrata</i> (Ach.) Müll.Arg.	corticícola
<i>Ocellularia viridipallens</i> Müll.Arg.	corticícola
<i>Opegrapha astraea</i> Tuck.	corticícola
<i>Opegrapha aurantiaca</i> B. de Lesd.	corticícola
<i>Opegrapha cylindrica</i> Raddi	corticícola
<i>Opegrapha mazosiae</i> Matzer	folícola
<i>Opegrapha Quintana</i> Redinger	corticícola
<i>Opegrapha riograndensis</i> Redinger	corticícola
<i>Opegrapha subdictyospora</i> M. Cáceres, EL Lima & Aptroot	corticícola
<i>Opegrapha urosperma</i> Fée	corticícola
<i>Papilionovela albohallina</i> Aptroot	corticícola
<i>Paraporphidia neotropical</i> (Sulzbacher & Lücking) B.P. Hodk.	saxícola
<i>Parmelinella amazonensis</i> Nyl.	corticícola
<i>Parmelinella amazônica</i> (Nylander) A. S. Rodrigues, AP Lorenz & Canêz	corticícola
<i>Parmotrema clavuliferum</i> (Räsänen) Streimann	corticícola
<i>Parmotrema mellissii</i> (CWDodge) Hale	corticícola
<i>Parmotrema praesorediosum</i> (Nyl.) Hale	corticícola
<i>Parmotrema reticulatum</i> (Taylor) M. Choisy	corticícola
<i>Parmotrema robustum</i> (Degel.) Hale	corticícola
<i>Parmotrema subisidiosum</i> (Müll.Arg.) Hale	corticícola
<i>Parmotrema sulphuratum</i> (Nees & Flot.) Hale	corticícola

<i>Parmotrema tinctorum</i> (Despr. ex Nyl.) Hale	corticícola
<i>Pertusaria carneola</i> (Eschw.) Müll.Arg.	corticícola
<i>Pertusaria</i> cf. <i>flavoisidiata</i> AWArcher & Elix	corticícola
<i>Pertusaria quassiae</i> (Fée) Nyl.	corticícola
<i>Pertusaria tropica</i> Vain.	corticícola
<i>Phaeographis asteroides</i> (Fink) Lendemer	corticícola
<i>Phaeographis astroidea</i> Müll.Arg.	corticícola
<i>Phaeographis brasiliensis</i> (A.Massal.) Kalb & Matthes- Leicht	corticícola
<i>Phaeographis caesiodisca</i> Staiger	corticícola
<i>Phaeographis haematites</i> (Fée) Müll. Arg.	corticícola
<i>Phaeographis intricans</i> (Nyl.) Vainio	corticícola
<i>Phaeographis leiogrammodes</i> (Kremp.) Müll.Arg.	corticícola
<i>Phaeographis punctiformis</i> (Eschw.) Müll.Arg.	corticícola
<i>Phaeographis scalpturata</i> (Ach.) Staiger	corticícola
<i>Phyllopsora breviuscula</i> (Nyl.) Müll.Arg.	corticícola
<i>Phyllopsora buettneri</i> (Müll.Arg.) Zahlbr.	corticícola
<i>Phyllopsora confusa</i> Swinscow & Krog	corticícola
<i>Phyllopsora corallina</i> (Eschw.) Müll.Arg.	saxícola
<i>Phyllopsora crocynia</i> P. gossypina (SW.) Kistenich, Timdal, Bendiksby J S. Ekman	corticícola
<i>Phyllopsora furfuracea</i> (Pers.) Zahlbr.	corticícola
<i>Phyllopsora isidiotyla</i> (Vain.) Riddle	corticícola
<i>Phyllopsora kalbii</i> Brako	corticícola
<i>Phyllopsora parvifolia</i> (Pers.) Müll.Arg.	corticícola
<i>Physcia atrostriata</i> Moberg	corticícola
<i>Physcia krogiae</i> Moberg	corticícola
<i>Physcia solediosa</i> (Vain.) Lynge	corticícola
<i>Platygramme caesiopruinosa</i> (Fée) Fée	corticícola
<i>Platygramme colubrosa</i> (Nyl.) Staiger	corticícola
<i>Platythecium allosporellum</i> (Nyl.) Staiger	saxícola
<i>Platythecium colliculosum</i> (Mont.) Staiger	corticícola

<i>Platythecium grammitis</i> (Fée) Staiger	corticícola
<i>Platythecium leiogramma</i> (Nyl.) Staiger	corticícola
<i>Polymeridium albidoreagens</i> Aptroot, A. A. Menezes & M. Cáceres	corticícola
<i>Polymeridium albidum</i> (Müll.Arg.) R. C. Harris	corticícola
<i>Polymeridium albocinereum</i> (Kremp.) R. C. Harris	corticícola
<i>Polymeridium catapastum</i> (Nyl.) R. C. Harris	corticícola
<i>Polymeridium catapastoides</i> Aptroot	corticícola
<i>Polymeridium contendens</i> (Nyl.) R. C. Harris	corticícola
<i>Polymeridium longiflavens</i> Aptroot, C. Mendonça & M. Cáceres	corticícola
<i>Polymeridium neblinae</i> R. C. Harris	corticícola
<i>Polymeridium siamensi</i> Vain.	corticícola
<i>Polymeridium xanthoreagens</i> Aptroot	corticícola
<i>Porina africana</i> Müll. Arg.	corticícola
<i>Porina alba</i> (R. Sant.) Lücking	folíicola
<i>Porina chlorotica</i> (Ach.) Müll.Arg.	saxícola
<i>Porina conspersa</i> Malme	corticícola
<i>Porina cryptostoma</i> Mont.	corticícola
<i>Porina curtula</i> Malme	corticícola
<i>Porina distans</i> Vězda & Vivant	corticícola
<i>Porina epiphylla</i> Fée	folíicola
<i>Porina farinosa</i> C. Knight	corticícola
<i>Porina</i> cf. <i>fusca</i> Philbott	folíicola
<i>Porina guentheri</i> (Flot.) Zahlbr.	saxícola
<i>Porina guianensis</i> Lücking & Vězda	folíicola
<i>Porina imitatrix</i> Müll.Arg.	corticícola
<i>Porina isidioambigua</i> M. Cáceres, M.W. O. Santos & Aptroot	corticícola
<i>Porina lectissima</i> (Fr.) Zahlbr.	folíicola
<i>Porina mastoidea</i> (Ach.) Müll.Arg.	corticícola
<i>Porina nitidula</i> Müll.Arg.	folíicola

<i>Porina nucula</i> Ach.	corticícola
<i>Porina nuculastrum</i> (Müll.Arg.) R. C. Harris	corticícola
<i>Porina rubentior</i> (Stirt.) Müll.Arg.	foliícola
<i>Porina subinterstes</i> (Nyl.) Müll.Arg.	saxícola
<i>Porina subpungens</i> Malme	corticícola
<i>Porina tetracerae</i> (Ach.) Müll.Arg.	corticícola
<i>Pseudochapsa dilatata</i> (Müll.Arg.) Parnmen, Lücking & Lumbsch	corticícola
<i>Pseudoparmelia hypomilta</i> (Fée) Hale	corticícola
<i>Pseudopyrenula diluta</i> (Fée) Müll.Arg.	corticícola
<i>Pseudopyrenula subgregaria</i> Müll.Arg.	corticícola
<i>Pseudopyrenula subnudata</i> Müll.Arg.	corticícola
<i>Pterygiopsis atra</i> Vain.	saxícola
<i>Pterygiopsis guyanensis</i> M. Schultz, Porembski & Büdel	saxícola
<i>Puiggariella nemathora</i> (Mont.) SH Jiang, Lücking & JC Wei	foliícola
<i>Pycnotrema pycnoporellum</i> (Nyl.) Rivas Plata & Lücking	corticícola
<i>Pyrenopsis olivacea</i> Vain.	saxícola
<i>Pyrenula abditicarpa</i> Aptroot & M. Cáceres	corticícola
<i>Pyrenula aggregataspistea</i> Aptroot & M. Cáceres	corticícola
<i>Pyrenula arthoniotheca</i> Upreti	corticícola
<i>Pyrenula aspistea</i> (Afzel. ex Ach.) Ach.	corticícola
<i>Pyrenula astroidea</i> (Fée) RC Harris	corticícola
<i>Pyrenula celaticarpa</i> Aptroot & M. Cáceres	corticícola
<i>Pyrenula cruenta</i> (Mont.) Vain.	corticícola
<i>Pyrenula infraleucotrypa</i> Aptroot & M. Cáceres	corticícola
<i>Pyrenula inspersicollaris</i> Aptroot & M. Cáceres	corticícola
<i>Pyrenula mamillana</i> (Ach.) Trevis.	corticícola
<i>Pyrenula microtheca</i> R. C. Harris	corticícola
<i>Pyrenula minor</i> Fée	corticícola
<i>Pyrenula nitidula</i> (Bresadola) R. C. Harris	corticícola
<i>Pyrenula ochraceoflava</i> (Nyl.) R.C. Harris	corticícola

<i>Pyrenula papillifera</i> (Nyl.) Aptroot	corticícola
<i>Pyrenula quassiicola</i> Fée	corticícola
<i>Pyrenula rubrostigma</i> Aptroot & M. Cáceres	corticícola
<i>Pyrenula septicollaris</i> (Eschw.) R.C. Harris	corticícola
<i>Pyrenula tristíssima</i> Vain.	corticícola
<i>Pyrenula xanthoglobulifera</i> Aptroot, Lücking & M.	corticícola
<i>Pyrgillus javanicus</i> (Ach.) Vain.	corticícola
<i>Pyrrhospora varians</i> (Ach.) RC Harris	corticícola
<i>Pyxine albovirens</i> (G. Mey.) Aptroot	corticícola
<i>Pyxine caesiopruinosa</i> (Tuck.) Imshaug	saxícola
<i>Pyxine cocoes</i> (Sw.) Nyl.	saxícola
<i>Pyxine endolutea</i> Kalb	corticícola
<i>Pyxine eschweileri</i> (Tuck.) Vain.	corticícola
<i>Pyxine obscurascens</i> Malme	corticícola
<i>Racoplaca maculata</i> (Cooke & Massee) SH Jiang, Lücking & JC Wei	foliícola
<i>Ramalina aspera</i> Räsänen	corticícola
<i>Ramalina dendriscoides</i> Nyl.	corticícola
<i>Ramalina peruviana</i> Ach.	corticícola
<i>Ramalina solediosa</i> (B. de Lesd.) Landrón	corticícola
<i>Ramalina subpollinaria</i> Nyl.	corticícola
<i>Ramboldia haematites</i> (Fée) Kalb, Lumbsch & Elix	corticícola
<i>Ramboldia russula</i> (Ach.) Kalb, Lumbsch & Elix	corticícola
<i>Ramonia microspora</i> Vězda	corticícola
<i>Rhabdodiscus granulatus</i> (Tuck.) Rivas Plata, Lücking & Lumbsch	corticícola
<i>Rinodina sipmanii</i> Aptroot	corticícola
<i>Sagenidiopsis undulata</i> (Fée) Egea <i>et al.</i>	corticícola
<i>Sanguinotrema wightii</i> (Taylor) Lücking	corticícola
<i>Sarcographa labyrinthica</i> (Ach.) Müll.Arg.	corticícola
<i>Sarcographa tricola</i> (Ach.) Müll.Arg.	corticícola

<i>Sarcopyrenia cylindrospora</i> (P. Crouan & H. Crouan)	terrícola
M.B. Aguirre	
<i>Sclerophyton elegans</i> Eschw.	corticícola
<i>Sporopodium antoninianum</i> Elix, Lumbsch & Lücking	foliícola
<i>Sporopodium marginatum</i> Lücking & Lumbsch	foliícola
<i>Sporopodium phyllocharis</i> (Mont.) A. Massal.	foliícola
<i>Stigmatochroma gerontoides</i> (Stirt.) Marbach	corticícola
<i>Stigmatochroma metaleptoides</i> (Nyl.) Marbach.	corticícola
<i>Stigmidium epixanthum</i> Hafellner	saxícola
<i>Stirtonia lucida</i> MME Alves, Aptroot & M. Cáceres	corticícola
<i>Stirtonia macrocarpa</i> Makhija & Patw.	corticícola
<i>Strigula obtecta</i> (Vain.) R.C. Harris	corticícola
<i>Strigula nitidula</i> Mont.	foliícola
<i>Strigula smaragdula</i> Fr.	foliícola
<i>Sulzbacheromyces caatingae</i> (Sulzbacher & Lücking) BP Hodk. & Lücking	terrícola
<i>Swinscowia griseonitens</i> (RC Harris) SH Jiang, Lücking & Sérus	corticícola
<i>Syncesia rhizomorpha</i> Tehler	corticícola
<i>Tapellaria albomarginata</i> Lücking	corticícola
<i>Teloschistes flavicans</i> (Sw.) Norman	corticícola
<i>Thalloloma astroideum</i> (Müll.Arg.) Staiger	corticícola
<i>Thalloloma janeirensense</i> Staiger.	corticícola
<i>Thalloloma rhodastrum</i> (Redinger) Staiger	corticícola
<i>Thelenella paraguayensis</i> Malme	corticícola
<i>Thelopsis cruciata</i> Aptroot & M. Cáceres	corticícola
<i>Trapelia coarctata</i> (Turner) M. Choisy	saxícola
<i>Trapeliopsis flexuosa</i> (Fr.) Coppins & P. James	corticícola
<i>Trapeliopsis granulosa</i> (Hoffm.) Lumbsch	terrícola
<i>Tricharia leucothrix</i> Fée	foliícola
<i>Tricharia melanothrix</i> Fée	foliícola
<i>Tricharia urceolata</i> (Müll.Arg.) R. Sant.	foliícola

<i>Trichothelium epiphyllum</i> Müll.Arg.	folícolica
<i>Trichothelium minus</i> Vain.	folícolica
<i>Trichothelium sipmanii</i> Lücking	folícolica
<i>Trichothelium ulei</i> (P.Henn.) Höhnelt	folícolica
<i>Trypethelium eluteriae</i> Spreng.	corticícola
<i>Trypethelium foveolatum</i> Müll. Arg.	corticícola
<i>Trypethelium ochroleucum</i> (Eschw.) Nyl.	corticícola
<i>Trypethelium platystomum</i> Mont.	corticícola
<i>Trypethelium regnellii</i> Malme	corticícola
<i>Trypethelium subeluteriae</i> Makhija & Patw.	corticícola
<i>Tylophoron hibernicum</i> (D. Hawksw., Coppins & P. James) Ertz, Diederich, Bungartz & Tibell	saxícola
<i>Tylophoron moderatum</i> Nyl.	corticícola
<i>Verrucaria murina</i> Leight.	saxícola
<i>Viridothelium leptoseptatum</i> Aptroot & M. Cáceres	corticícola
<i>Xanthoparmelia neopropaguloides</i> Hale	saxícola
<i>Xanthoparmelia substenophylloides</i> Hale	saxícola

5.3 Dados estatísticos e ecológicos

De acordo com as análises estatísticas dos líquens crostosos, foi possível ver que a elevação e o DAP não apresentam influência direta na distribuição do número de espécies e de indivíduos de líquens crostosos dessa área, tendo a elevação ($p = 0,0781$) e o DAP ($p = 0,1226$). Assim, não houve diferença significativa entre a elevação e o DAP. Mas, a luminosidade apresentou-se como o fator chave nessas análises ($p = 0,0001$), onde se pode perceber que quanto maior for o índice de luminosidade menor é o número de indivíduos e consequentemente o de espécies presentes no perímetro em estudo, mesmo em regiões de baixas elevações, como mostra as tabelas (2 e 3) e as figuras (10 e 11).

Tabela 03: Resultado do teste Fischer (F), graus de liberdade (gl) e índice de significância (p) de Modelos Lineares Generalizados (GLM) avaliando o efeito de variáveis numéricas (elevação e DAP) e categóricas (luminosidade) no número de espécies de líquens crostosos presentes em forófitos no Parque Nacional Serra de Itabaiana, Itabaiana, Sergipe.

Fatores	F	gl	p
Elevação	3,1914	1	0,0781
DAP	2,4384	1	0,1226
Luminosidade	12,7343	2	< 0,0001

Figura 10. Número de espécies de líquens crostosos presentes em forófitos no Parque Nacional Serra de Itabaiana, Itabaiana (SE) de acordo com a categoria de luminosidade. Dados expressos em valores de média $\pm$ intervalo de confiança.

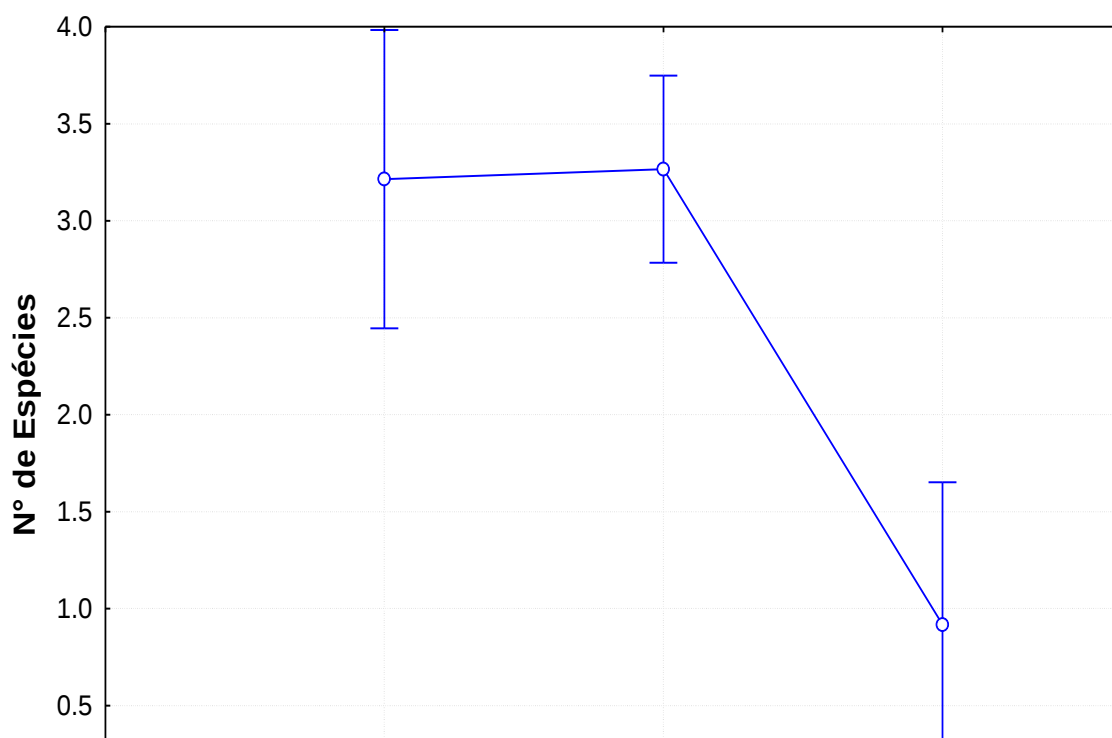
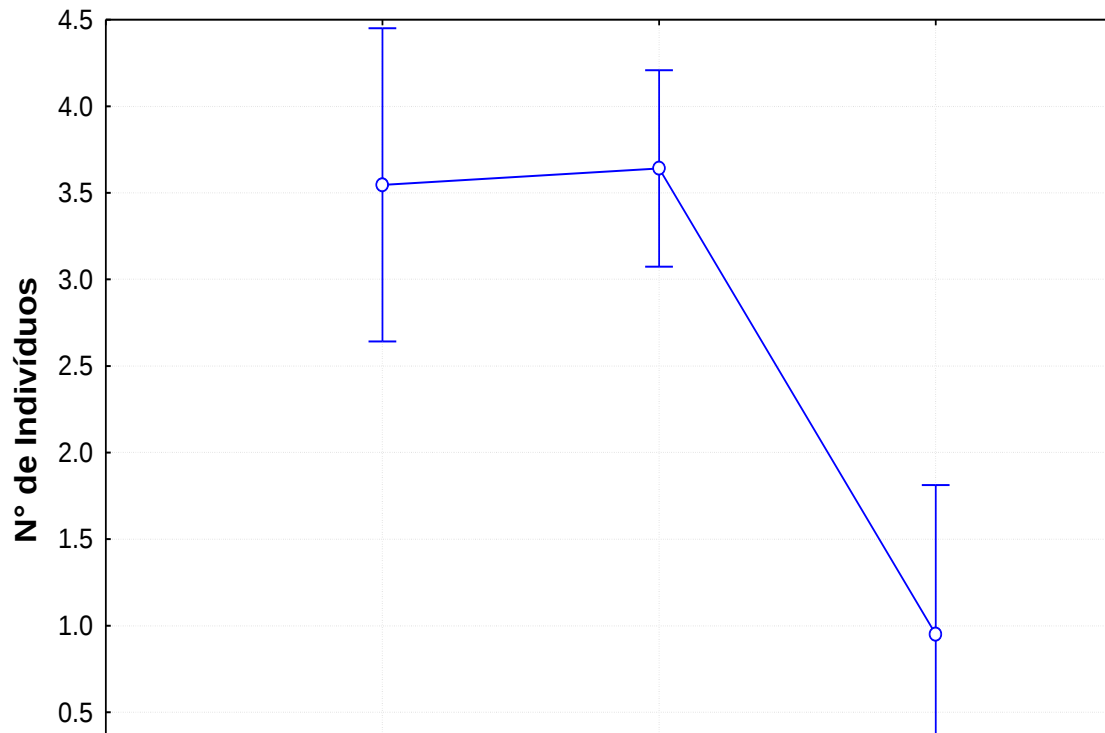


Tabela 04: Resultado do teste de Fischer (F), graus de liberdade (gl) e índice de significância (p) de Modelos Lineares Generalizados (GLM) avaliando o efeito de variáveis numéricas (elevação e DAP) e categóricas (luminosidade) no número de indivíduos de líquens crostosos presentes em forófitos no Parque Nacional Serra de Itabaiana, Itabaiana, Sergipe.

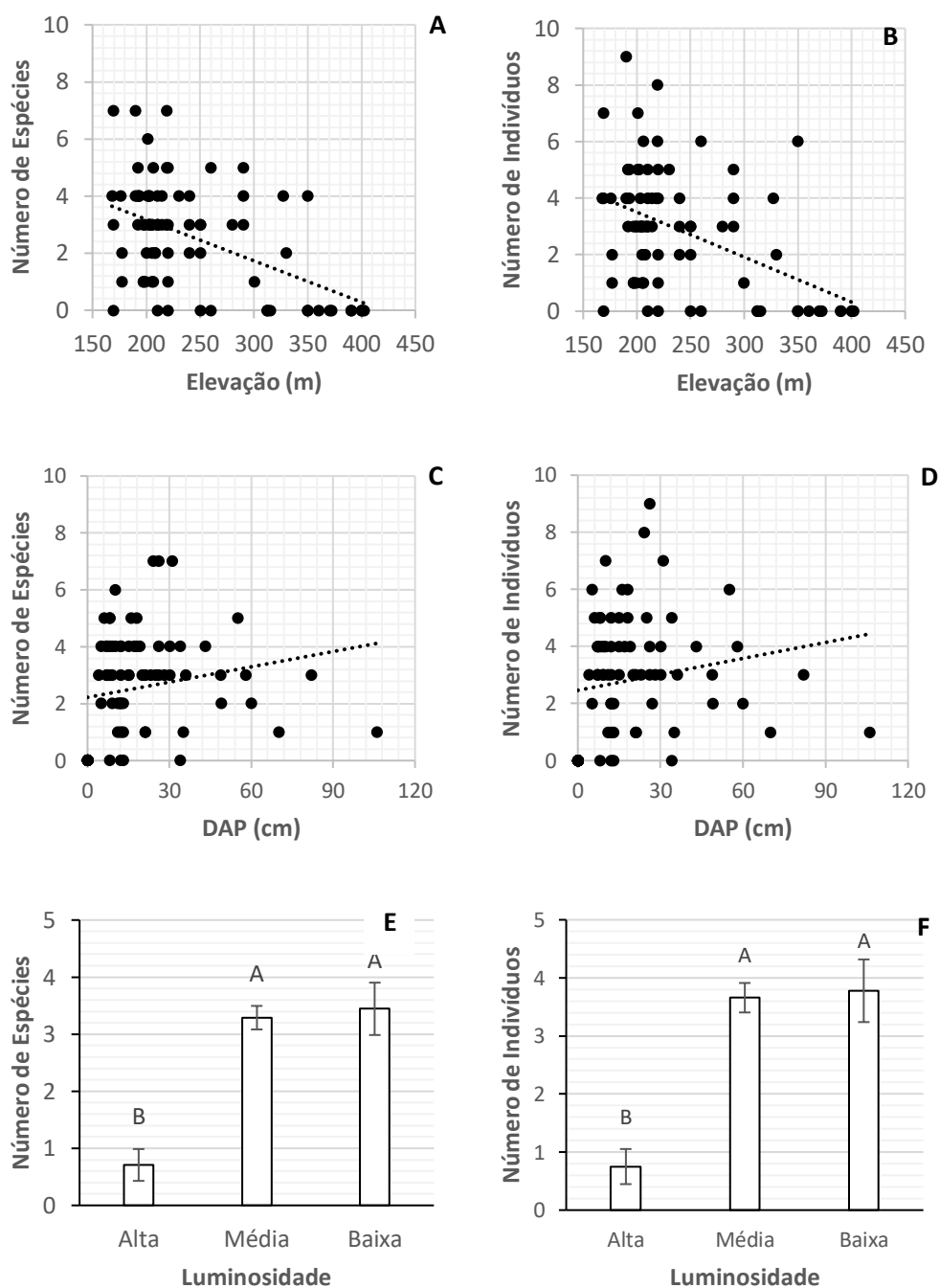
Fatores	F	gl	p
Elevação	2,6187	1	0,1098
DAP	2,5166	1	0,1169
Luminosidade	12,0768	1	< 0,0001

Figura 11. Número de indivíduos de líquens crostosos presentes em forófitos no Parque Nacional Serra de Itabaiana, Itabaiana (SE) de acordo com a categoria de luminosidade. Dados expressos em valores de média $\pm$ intervalo de confiança.



Com relação a distribuição e a quantidade de espécies de líquens crostosos e os fatores estudados, a área apresentou os seguintes valores (Figura 12): em relação a elevação o número e a quantidade de espécies se mostrou maior em áreas de elevação intermediária, tendo seu pico entre 150 a 280 metros, variando de 0 a 7 no número de espécies e de 0 a 9 indivíduos por forófito. O seu DAP apresentou uma média de 2,5 cm, porém é notável que seu pico de espécies se mostrou maior entre 5 e 25 cm de circunferência, o que mostra uma variação maior em circunferência menores, mas que neste trabalho não apresentou significância entre os fatores. Já a luminosidade, ao apresentar significância nos dados, mostrou que quanto mais alta a incidência de luz menos indivíduos e espécies se fizeram presente, tendo maiores números nos locais em que apresentaram baixa e média luminosidade.

Figura 12. Relação do padrão de distribuição de espécies e número de indivíduos de líquens presentes em forófitos no Parque Nacional Serra de Itabaiana, de acordo com a elevação (A e B), diâmetro na altura do peito do forófito – DAP (C e D) luminosidade (E e F).



5. 4 Diversidade, riqueza e abundância

Os índices de diversidade de Shannon e Simpson não diferiram significativamente entre os indivíduos coletados, e considerando todos os valores médios ($H' = 0,0 - 0,6$; $D = 0,0 - 0,8$) não pode ser afirmado que as espécies coletadas em cada forófito apresentam uma distribuição uniforme (TABELA 5).

Tabela 05: Riqueza total, índice de Shanon (H') e Simpson (D) de cada forófito coletado.

Forófito	Riqueza	SHANON (H')	SIMPSON (D)
----------	---------	-----------------	-----------------

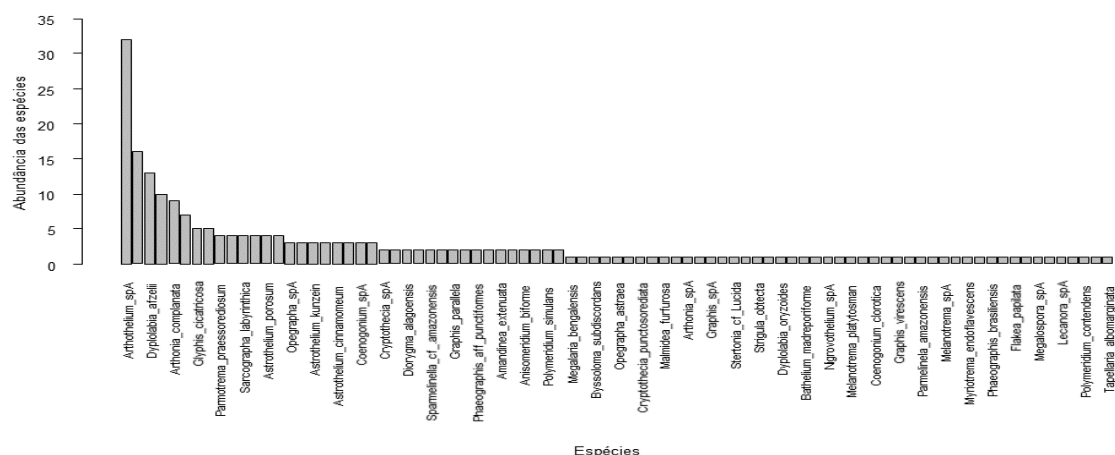
1	2	0.63651417	0.5000000
3	1	0.56233514	0.0000000
5	4	0.68696158	0.7500000
6	7	0.69018568	0.8333333
7	4	0.65548177	0.7500000
8	0	0.00000000	0.0000000
10	3	0.54020414	0.6250000
14	1	0.24493003	0.0000000
17	2	0.33649576	0.5000000
18	1	0.20619205	0.0000000
20	2	0.30463610	0.4444444
21	2	0.29543919	0.5000000
22	5	0.47916562	0.7777778
24	1	0.16794415	0.0000000
25	3	0.34049978	0.6666667
27	4	0.38454292	0.7500000
30	3	0.30463610	0.6666667
31	4	0.35538290	0.7500000
32	3	0.29250847	0.7500000
33	7	0.46372644	0.8395062
36	5	0.37079472	0.7777778
37	5	0.36502313	0.8000000
39	3	0.25731864	0.6250000
40	7	0.42085932	0.8437500
41	6	0.38191331	0.8163265
42	2	0.18490740	0.5000000
43	4	0.29106712	0.7200000
45	4	0.28273888	0.7200000
47	5	0.31654897	0.7500000
48	4	0.27118937	0.7200000
49	4	0.26756791	0.7200000
50	3	0.21751857	0.6250000
51	3	0.21455916	0.6666667

53	3	0.20889976	0.6666667
54	4	0.25095480	0.7500000
55	3	0.20356091	0.5000000
56	3	0.20100301	0.6666667
57	1	0.08709952	0.0000000
59	1	0.08476608	0.0000000
60	3	0.19144408	0.6666667
61	1	0.08256494	0.5000000
63	0	0.00000000	0.0000000
64	2	0.13579396	0.5000000
67	3	0.17692035	0.6666667
68	0	0.00000000	0.0000000
69	3	0.17320521	0.5600000
70	4	0.21028341	0.8000000
71	3	0.16965823	0.6666667
73	3	0.16626787	0.6250000
74	4	0.20227300	0.7200000
76	4	0.19851524	0.7500000
78	3	0.15841057	0.6666667
79	2	0.11577416	0.5000000
80	3	0.15549160	0.6666667
81	2	0.11357945	0.5000000
83	3	0.15132861	0.6666667
84	0	0.00000000	0.0000000
85	0	0.00000000	0.0000000
86	5	0.21282591	0.7777778
89	3	0.14369647	0.6666667
91	5	0.20460439	0.8000000
92	4	0.17320521	0.7500000
94	3	0.13795277	0.6666667
95	1	0.05790752	0.0000000
96	0	0.00000000	0.0000000
98	0	0.00000000	0.0000000

100	0	0.00000000	0.00000000
101	4	0.16184273	0.75000000
102	2	0.09503012	0.50000000
104	4	0.15841057	0.72222222
105	0	0.00000000	0.00000000
106	0	0.00000000	0.00000000
108	0	0.00000000	0.00000000
110	0	0.00000000	0.00000000
111	0	0.00000000	0.00000000
112	0	0.00000000	0.00000000
115	0	0.00000000	0.00000000
116	0	0.00000000	0.00000000
117	0	0.00000000	0.00000000
118	0	0.00000000	0.00000000

Considerando todas as espécies de líquens crostosos estudadas, e identificas ao menos a nível de gênero, foi observado o índice de abundância total e elaborado um gráfico de barras (Figura 13), onde, podemos observar que *Arthothelium* sp1 foi a espécie mais abundante (32), seguida por *Trypethelium eluteriae* (16), *Dyplolabia afzelii* (13), *Graphis furcata* (10), *Arthonia complanata* (9).

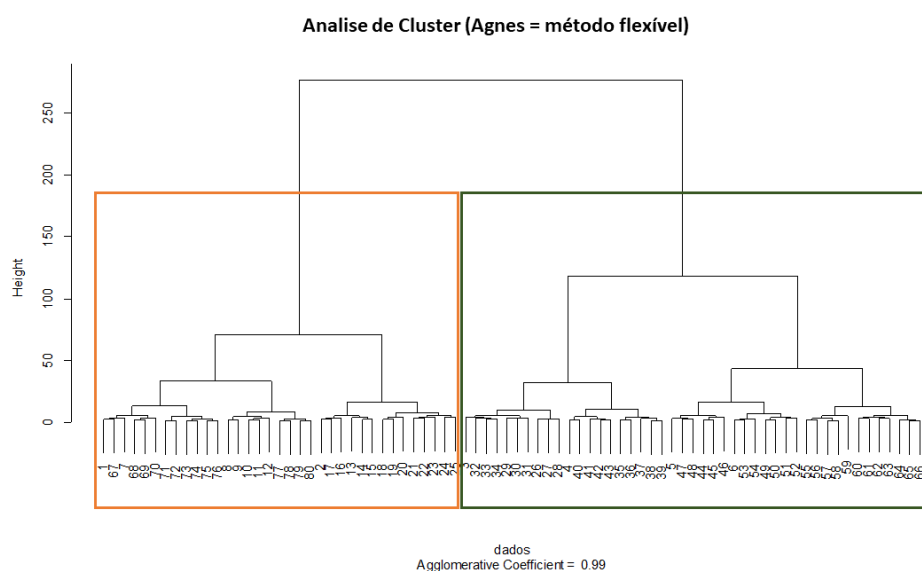
Figura 13. Gráfico de abundância absoluta de espécies de líquens crostosos presente no trabalho.



5.5 Composição de espécies e similaridade das comunidades

Para observar como ocorre a distribuição de espécies e se existem correlações específicas entre as áreas estudadas, foi elaborado um cluster utilizando o método de Agnes (Figura 14). Onde pode ser observado que todos os indivíduos estudados formam um grande agrupamento, subdividido em dois agrupamentos: A (em laranja, e subdividido em dois agrupamentos menores) e B (em verde, e subdividido em dois agrupamentos), que implica dizer que a composição de espécies entre esses grupos é semelhante.

Figura 14. Análise de cluster com base na abundância de espécies.

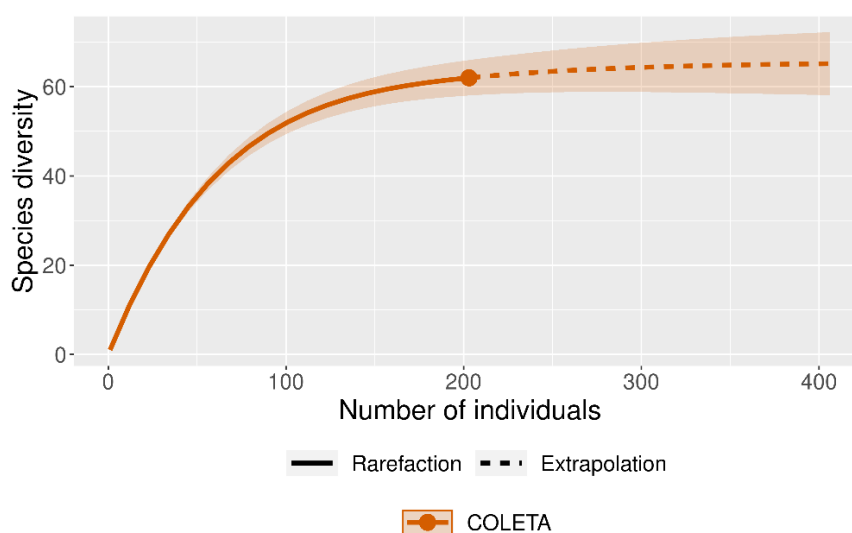


Existe uma tendência que ainda não foi abordada, mas que está em processo de estudo, onde está sendo desenvolvida novas análises dentro de cada cluster, para entender melhor o que está acontecendo com essa distribuição.

5.6 Curva de acumulação e extrapolação

Por fim, uma curva de acumulação e extrapolação foi gerada com o objetivo de determinar a suficiência das amostras coletadas (Figura 15). É possível observar que a curva obtida na análise, com base nos valores de abundância absoluta das espécies coletadas, não atingiu o *plateau*, entretanto a cobertura observada no presente estudo é de 90%.

Figura 15. Curva de acumulação e extrapolação de espécies obtidas no estudo.



6 DISCUSSÃO

A simbiose realizada entre o fungo e a alga e/ou cianobactéria depende de alguns fatores para ocorrer (WEBSTER; WEBER, 2007), entre eles podemos citar: a umidade, a luminosidade e recursos hídricos como fatores fundamentais nesse processo. Além disso, adaptações como maior tolerância as altas temperaturas, baixa pluviosidade e as possíveis modificações ambientais é o que torna viável a reprodução e permanência das espécies ao longo da área (LEHMKUHL, 2004).

Em relação ao padrão vegetal do ambiente, assim como esperado a medida em que a altitude se eleva mudanças estruturais vão acontecendo, onde em geral, regiões mais baixas (150 – 179m) são caracterizadas pela presença de árvores de maior porte, dossel mais fechado e umidade presente, além de um solo rico em serapilheiras característicos do bioma Mata Atlântica (ICMBio, 2016). Na região intermediária (180 – 280m), o dossel se abre mais, permitindo uma maior incidência de luz, as grandes árvores começam a

serem substituídas por arbustos menores, reduzindo parte da umidade e apresentando um solo mais seco ainda não arenoso, mas sem serapilheira (RABEK, 1995). Já nas altitudes mais elevadas (281 – 402m), há o predomínio da vegetação de Caatinga, houve locais com poucos e até nenhum arbusto, não apresenta formação de dossel, o solo é arenoso e há forte presença de rochas e alguns cactos no percurso (MARIANO *et al.*, 2018).

A radiação ultravioleta quando muito alta, afeta todo o ecossistema e seus recursos como a disponibilidade de água, alimentos, nutrientes, condições necessárias para a sobrevivência em todos os ambientes. Portanto, é fundamental que os líquens apresentem algum tipo de proteção contra este tipo de radiação, sabe-se que os líquens produzem substâncias químicas eficientes para sua defesa e estabelecimento no ambiente (LAKATOS; RASCHER; BUDEL, 2006), sendo assim, os líquens conseguem suportar períodos prolongados de exposição à luz solar, (MOLNÁR; FARKAS, 2010). Para isso, deve haver um equilíbrio entre a morfologia e as demandas fisiológicas, algo que no geral, é realizado pelos líquens corticícolas (LAKATOS; RASCHER; BUDEL, 2006). É importante salientar, que mesmo em áreas com elevações dentro do padrão intermediário, em alguns casos apresentaram baixa luminosidade, ou seja, partes do percurso formavam condições ambientais diferentes, como pequenos ecótonos. A presença destes ecótonos, confirmam que nas diferentes regiões elevacionais, os organismos conseguem se diferenciar e se adaptar mesmo em condições alteradas e que a presença de áreas de transição entre biomas, acabam facilitando a presença desses ecótonos (STEVENS, 1992; NAVAS, 2002, VALGAS *et al.*, 2003, ALMEIDA-NETO *et al.*, 2006, COLWELL; LEES, 2000, ROMDAL; GRYTNES, 2007).

Em relação ao percurso trilhado dentro do PARNASI, percebe-se uma variação no padrão do percurso com a diminuição da altitude em determinados pontos mesmo estando andando em direção ao topo (subindo), ou seja, em alguns pontos mais próximo ao topo a elevação era menor. Isso ocorreu porque o PARNASI apresenta locais de subida e descida ao longo da trilha, então mesmo se direcionando para o topo, o que causa uma irregularidade principalmente em relação ao fator elevação.

A presença de transições vegetacionais abruptas e formação de ecótonos adjacentes também apresentam ligação com o nível de conservação da área e a forte presença de atividades antrópicas no local (ICMBio, 2016). Visto, que as regiões do Parque apresentam áreas desmatadas, modificadas e afetadas pela ação antrópica, e que as

mesmas ficam próximas a povoados, a uma rodovia e áreas urbanas, ocorre uma facilitação do acesso da população, que por vezes usufrui dos recursos ali presentes de forma legal e ilegal (plantações e pastagens). Além disso, mensalmente dezenas de pessoas visitam o parque, seja para fins acadêmicos ou para turismo e lazer. Isso é decorrente do processo de povoação dessa área, onde parte da localidade de Alto do Vento está fora do PARNASI, em especial as moradias, sendo considerado pela gestão da Unidade de Conservação, como um povoado semiurbano em que está havendo aumento no número de residências em direção ao Alto do Vento. Na porção dentro do Parque ficaram os roçados dessas moradias, nos quais se observa o aumento da área de pastagem e roçado, em especial amendoim e mandioca, com supressão de remanescentes vegetais do entorno (ICMBio, 2016).

Em relação a riqueza e abundância das espécies, esperava-se que um maior número de espécies e também de indivíduos fossem registrados, visto que o parque sempre se apresentou como uma área rica em espécies e que é favorecido por abrigar parte de um bioma endêmico, a Caatinga como observados em estudos anteriores (CÁCERES; LÜCKING; RAMBOLD, 2007, TENÓRIO *et al.*, 2009, DANTAS; RIBEIRO, 2010, MMA, 2004, SOBRAL *et al.*, 2007). Apesar de não ter encontrado novas espécies, dentre as que foram identificadas houve um acréscimo de 27 espécies que ainda não haviam sido coletadas no parque, totalizando 526 espécies conhecidas para o PARNASI. Esse número apesar de pequeno, demonstra o quanto de espécies e organismo ainda há para ser coletado, estudado e identificado, podendo até haver novas espécies.

Apesar de vários estudos mostrarem que a elevação é um fator fundamental na distribuição de espécies ao decorrer das altitudes (HEATWOLE, 1982, GRAHAM, 2014, JANZEN, 1973, TERBORGH, 1977, RAHBK, 2004, LAURÊNCIO; FITZGERALD, 2010, LEMCKE; MAHONY, 2010, PHOCHAYAVANICH *et al.*, 2010, HU *et al.*, 2011), os dados do presente trabalho não foram suficientes para concordar com essa fundamentação. Porém, pode-se perceber que embora a elevação não tenha apresentado diferença significativa, a área intermediária localizada entre 150 e 280 metros é onde ocorre o maior pico de espécies e indivíduos presentes.

Assim, corrobora-se a hipótese de que existe um padrão onde a variação da riqueza de espécies é quase horizontal até certa altitude antes de declinar, rejeitando em partes, a premissa inicial de Whittaker (1973), que diz que há um decréscimo da riqueza na medida

em que ocorre a elevação da altitude local, padrão conhecido como monotônico. Entretanto, é possível inferir que o padrão da vegetação do local varia de acordo com a altitude, e nos pontos mais elevados a formação vegetal é formada por vegetação rasteira, o que inviabiliza o crescimento de líquens corticícolas já que a sua presença em um ambiente é dependente da presença de um substrato, no caso de serem corticícolas as árvores e arbustos.

É importante destacar que o esforço amostral, mesmo apresentando valores elevados, não foi suficiente para evidenciar a verdadeira riqueza de líquens na área estudada. Como apresentado na curva de acumulação, a curva acentua e apresenta uma estabilidade, porém a extrapolação prevista é quase o dobro do que foi obtido no presente estudo. O que implica em diferentes possibilidades: (i) a amostragem obtida reflete diretamente a forma de coleta, e pode ser inferido que coletas realizadas em segmento/transecto/área de cobertura, os líquens obtidos refletem uma boa cobertura dentro de um raio próximo aos pontos coletados; (ii) devido ao método de coleta os dados não podem ser considerados como um padrão da composição dos líquens em todo o parque, e sim o reflexo de um recorte; (iii) novas coletas precisam ser realizadas em diferentes pontos dentro do parque.

7 CONCLUSÃO

Dentre as 259 amostras coletadas, 90 espécies foram identificadas, onde 27 espécies identificadas são novos registros para o PARNASI, totalizando 526 espécies conhecidas até o presente momento.

Os dados estatísticos apresentados mostraram que a luminosidade é um fator síntese para essa área. Como resultado da curva de acumulação, uma vez que o platô não foi alcançado ou extrapolado, faz-se necessário a realização de novas coletas, e como possibilidade destaca-se a opção de explorar novos pontos de coleta dentro do PARNASI, para que a riqueza desse espaço seja mensurada.

Entretanto, o objetivo central do trabalho foi verificar se a altitude influenciava na composição das espécies, o que não pode ser verificado com exatidão, fazendo-se necessários mais estudos. Uma possibilidade de investigação é compreender a relação de influência da DAP, da luminosidade, e da altitude na distribuição dessas espécies, já que possa existir a influência de correlação entre esses fatores. Ainda é preciso investigar a formação de cada subgrupo que foi gerado nos clusters, buscando observar o padrão das comunidades que foram agrupadas, o que implica dizer que talvez exista um outro viés

para avaliar a relação de distribuição dessas espécies em função a esses fatores ambientais.

Por fim, entender a composição da liquenobiota, em regiões elevadas 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 e da Caatinga, para que possamos conhecer a biodiversidade destes espaços.

REFERÊNCIAS

AB’SÁBER, A. N. Participação das depressões periféricas e superfícies aplainadas na compartimentação do planalto brasileiro - considerações finais e conclusões. **Revista do Instituto Geológico**, v. 19, n. 1-2, p. 51–69, 1998.

AHMADJIAN, V. **The lichen symbiosis**. New York; Chichester; Brisbane: J. Wiley, Cop, 1993.

ALMEIDA-NETO, M. *et al.* Harvestman (Arachnida: Opiliones) species distribution along three Neotropical elevational gradients: an alternative rescue effect to explain Rapoport’s rule? **Journal of Biogeography**, v. 33, n. 2, p. 361–375, fev. 2006.

ANÁLISE ESPAÇO-TEMPORAL DO FOGO NO BIOMA CAATINGA Greicielle dos Santos Vieira Brasília, 07 de maio de 2021. [s.l: s.n.]. Disponível em: <https://bdm.unb.br/bitstream/10483/28841/1/2021_GreicielleDosSantosVieira_tcc.pdf>. Acesso em: 13 maio. 2023

ANDRADE, D. S. **Efeitos de borda sobre assembleias de líquens corticícolas crostosos em área de mata atlântica, no nordeste do Brasil**. 2015. Dissertação de mestrado em Ecologia e Conservação, Universidade Federal de Sergipe - São Cristóvão, Sergipe, 2015.

ASPLUND, J.; WARDLE, D. A. How lichens impact on terrestrial community and ecosystem properties. **Biological Reviews**, v. 92, n. 3, p. 1720–1738, 11 out. 2016.

ASTA, J. *et al.* European guideline for mapping lichen diversity as indicator of environmental stress. **British Lichen Society**, London, 2002.

BASELGA, A. Partitioning the turnover and nestedness components of beta diversity. **Global Ecology and Biogeography**, Malden, v. 19, p. 134–143, out. 2009.

BRASIL. Lei nº 11.428, de 22 de dezembro de 2006. Dispõe sobre a utilização e proteção da vegetação nativa do Bioma Mata Atlântica, e dá outras providências. **Planalto do Governo**: seção 1, Brasília, DF, ano 185º da Independência e 118º da República. Disponível em: https://www.planalto.gov.br/ccivil_03/_ato2004-2006/2006/lei/111428.htm. Acessado em: 05 dez. 2022.

CÁCERES, M. E. S. 2007. Corticolous crustose and microfoliose lichens of northeastern Brazil. Edição 1. Libri Botanic. Jan. de 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, 22 jun. 2007.

CALLAWAY, R. M *et al.* FACILITAÇÃO E COMPETIÇÃO EM GRADIENTES EM COMUNIDADES DE PLANTAS ALPINAS. **Ecology**, v. 82, ed. 12, pag 3295 – 3308, 2001.

CHAO, A.; MA, K.H.; HSIEHs, T.C. Inext (iNterpolation and EXTrapolation) Online: Software for interpolation and Extrapolation of species diversity. 2016. Code, v. 30043, p. 1-14.

COSTAS, D. M. Diversidad y Composición de las comunidades de líquenes en un gradiente altitudinal en la Sierra de Famatina (La Rioja). Centro de Ecología y Recursos Naturales Renovables “Dr. R. Luti”, FCEFyN – UNC. Universidad Nacional de Córdoba, 2018.

COLWELL, R.K.; LEES, D.C. 2000. The mid-domain effect: geometric constraints on the geography of species richness. **Trends in Ecology and Evolution**, 15: p. 70-76.

CRAWLEY, M. J. The R book. John Wiley & Sons, Ltd– 2e. ISBN 978-0-470-97392-9. Imperial College London at Silwood Park, UK. 2013.

DANTAS, T. V. P. **Parque Nacional Serra de Itabaiana: Caracterização, Estrutura e Conservação da Vegetação**. São Cristóvão: UFS. 94p. 2008.

DANTAS, T. V. P.; RIBEIRO, A. D. S. Caracterização da vegetação do Parque Nacional Serra de Itabaiana, Sergipe – Brasil. **Biotemas**, p. 9–18, 2010.

FITZPATRICK M. C. *et al.* Environmental and historical imprints on beta diversity: insights from variation in rates of species turnover along gradients. **Proceedings of The Royal Society B**, London, v. 280 n. 1768, out. 2013.

FLETCHER, THOMAS. D. QuantPsyc: Quantitative Psychology tools. R package version 1.6. 2022. URL: <https://CRAN.R-project.org/package=QuantPsyc>.

FOX, J.; WEISBERG, S. **An R Companion to Applied Regression**. [s.l.] SAGE Publications, 2018.

GASTON, K. J.; BLACKBURN, T. M. **Pattern and process in macroecology**. Blackwell Science, Oxford, Oxford University, 2000.

GAUSLAA, Y. et al. Growth of epiphytic old forest lichens across climatic and successional gradients. **Canadian Journal of Forest Research**, v. 37, n. 10, p. 1832–1845, out. 2007.

GENTRY, A. H. **Changes in Plant Community Diversity and Floristic Composition on Environmental and Geographical Gradients**. Annals of the Missouri Botanical Garden, 75(1), p. 1–34. 1988.

GERHOLD, P. *et al.* Phylogenetic patterns are not proxies of community assembly mechanisms (they are far better). **Functional Ecology**, v. 29, n. 5, p. 600–614, 1 maio 2015.

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

GRAHAM, C. H. *et al.* The origin and maintenance of montane diversity: integrating evolutionary and ecological processes. **Ecography**, v. 37, n. 8, p. 711–719, 1 ago. 2014.

HADLEY, W. *et al.* dplyr: **A Grammar of Data Manipulation**. R package version 1.1.0. 2023. <https://CRAN.R-project.org/package=dplyr>.

HALE, M. E. **The Biology of lichens**. 3. ed. Edward Arnold (ed.). London. 1983.

HIBBETT, D. S. *et al.* A higher-level phylogenetic classification of the *Fungi*. **Mycological Research**, v. 111, n. 5, p. 509–547, maio 2007.

HU, J. *et al.* Elevational Patterns of Species Richness, Range and Body Size for Spiny Frogs. **PLoS ONE**, v. 6, n. 5, p. e19817, 17 maio 2011.

IBGE- INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA. **Produto Interno Bruto (PIB)**. Rio de Janeiro: IBGE, 2020.

ICMBio - Instituto Chico Mendes de Conservação e Biodiversidade. Plano de Manejo do Parque Nacional Serra de Itabaiana. Brasília, 2016.

JARI, O. *et al.* vegan: Community Ecology Package. R package version 2.5-7. 2020. URL: <https://CRAN.R-project.org/package=vegan>

JOHN, F.; SANFORD, W. An {R} Companion to Applied Regression, Third Edition. Thousand Oaks CA: Sage. 2019.

JOLY, C. A.; METZGER, J. P.; TABARELLI, M. Experiences from the Brazilian Atlantic Forest: ecological findings and conservation initiatives. **New Phytologist**, v. 204, n. 3, p. 459–473, 10 set. 2014.

KÄFFER, M. I. *et al.* Use of bioindicators to evaluate air quality and genotoxic compounds in an urban environment in Southern Brazil. **Environmental Pollution**, v. 163, p. 24–31, abr. 2012.

KASSAMBARA, A. (2021) **rstatix: Pipe-Friendly Framework for Basic Statistical Tests**. Disponível em: <<https://cran.r-project.org/package=rstatix>>.

KFOURI, A.; GARCIA, E. **Mata Atlântica: as ameaças ao bioma e possíveis caminhos para restaurá-lo**. 2021. Disponível em: <<https://revistagalileu.globo.com/Ciencia/Meio-Ambiente/noticia/2021/05/mata-atlantica-ameacas-ao-bioma-e-possiveis-caminhos-para-restaura-lo.html>>.

KÖRNER, C. Concepts in empirical plant ecology. **Plant Ecology & Diversity**, v. 11, n. 4, p. 405–428, 4 jul. 2018.

KÖRNER, C. The use of “altitude” in ecological research. **Trends in Ecology & Evolution**, v. 22, n. 11, p. 569–574, nov. 2007.

KOTTEK, M. *et al.* World Map of the Köppen-Geiger climate classification updated. **Meteorologische Zeitschrift**, v. 15, n. 3, p. 259–263, 10 jul. 2006.

- KREBS, C. J. **Ecological methodology**, 2^oed. Benjaming Cummings, San Francisco. 1989.
- KROG, H; SWINSCOW, T.D.V. *Parmelia* subgenus *Amphigymnic* in East Africa. *Bulletin of the British Museum (Natural History) Botany series* 9 (3): p. 143-231, 1981.
- LAILOLO, P.; PATO, J.; OBESO, J. R. Ecological and evolutionary drivers of the elevational gradient of diversity. **Ecology Letters**, v. 21, n. 7, p. 1022–1032, 2 maio 2018.
- 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, 7 set. 2006.
- LAURENCIO, D.; FITZGERALD, L. A. Environmental correlates of herpetofaunal diversity in Costa Rica. **Journal of Tropical Ecology**, v. 26, n. 5, p. 521–531, 2010.
- LEMCKERT, F.; MAHONY, M.J. The relationship among multiple-scale habitat variables and pond use by anurans in northern New South Wales, Australia. **Herpetological Conservation Biology**, 5: p. 537-547. 2010.
- LEWIS, J. E. J.; ELLIS, C. J. Taxon- compared with trait-based analysis of epiphytes, and the role of tree species and tree age in community composition. **Plant Ecology & Diversity**, v. 3, n. 2, p. 203–210, 26 nov. 2010.
- LEHMKUHL, J. F. Epiphytic lichen diversity and biomass in low-elevation forests of the eastern Washington Cascade range, USA. **Forest Ecology and Management**, v. 187, n. 2-3, p. 381–392, jan. 2004.
- LIEBERMAN, D. *et al.* Tropical Forest Structure and Composition on a Large-Scale Altitudinal Gradient in Costa Rica. **The Journal of Ecology**, v. 84, n. 2, p. 137, abr. 1996.
- LÜCKING, R.; ARCHER, A. W.; APTROOT, A. A world-wide key to the genus *Graphis* (*Ostropales: Graphidaceae*). **Lichenologist**, v. 41, n. 4, p. 363–452, 1 jul. 2009.
- MAECHLER, M. *et al.* cluster: Cluster Analysis Basics and Extensions. R package version 2.1.2. 2022.

MAINTAINER, P.; APHALO. **scales** ($\geq 1.2.0$), **rlang** ($\geq 1.0.0$), **generics** ($\geq 0.1.2$), **MASS** ($\geq 7.3-51.6$), **confintr** ($\geq 0.1.2$), **polynom** ($\geq 1.4-0$), **quantreg** (≥ 5.93). [s.l: s.n.]. Disponível em: <<https://cran.r-project.org/web/packages/ggpmisc/ggpmisc.pdf>>. Acesso em: 12 maio. 2023.

MARCELLI, M. P. Estudo da diversidade de espécies de fungos liquenizados do Estado de São Paulo. **Instituto de Botânica, Seção de Micologia e Liquenologia**, p. 27. Versão preliminar de 1997.

MARCELLI, M. P. Fungos liquenizados. **Biologia de Liqueus**. Rio de Janeiro: Âmbito Cultural. p. 23-74. 2006.

MARIANO, D. A. *et al.* Use of remote sensing indicators to assess effects of drought and human-induced land degradation on ecosystem health in Northeastern Brazil. **Remote Sensing of Environment**, v. 213, p. 129–143, ago. 2018.

MARINI, L.; NASCIMBENE, J.; NIMIS, P. L. Large-scale patterns of epiphytic lichen species richness: Photobiont-dependent response to climate and forest structure. **Science of The Total Environment**, v. 409, n. 20, p. 4381–4386, set. 2011.

MARTINELLI, G; MORAES, M. A. **Livro vermelho da Flora do Brasil**. 1. ed. - Rio de Janeiro. Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro. 1102p, 2013.

MCCAIN, C. M.; GRYTNES, J.-A. Elevational Gradients in Species Richness. **Encyclopedia of Life Sciences**, p. 1-10. 15 set. 2010.

MMA - Ministério do Meio Ambiente. Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis. Estudos prévios para a criação do Parque Nacional do Domo de Itabaiana-SE. IBAMA, novembro, 2004, 106p.

MOREIRA, F. D *et al.* USO DE LIQUENS COMO BIOINDICADORES DA QUALIDADE DO AR EM CENTRO URBANO, JUIZ DE FORA, MG. **6º Simpósio de Gestão Ambiental e Biodiversidade, Juiz de Fora-MG**. 2017.

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, 1 abr. 2010.

NASH, T. H. Introduction. **Lichen Biology**. Cambridy University Press. 3. ed. pag. 1-7. 1996.

NAVAS, C. A. Herpetological diversity along Andean elevational gradients: links with physiological ecology and evolutionary physiology. **Comparative Biochemistry and Physiology Part A: Molecular & Integrative Physiology**, v. 133, n. 3, p. 469–485, nov. 2002.

NELDER, J. A.; WEDDERBURN, R. W. M. **Generalized Linear Models**. Rothamsted Experimental Station, Harpenden, Herts. Search for more papers by this author. First published: 1972. 135, Part 3, p. 370.

NOGUÉS-BRAVO, D. *et al.* Scale effects and human impact on the elevational species richness gradients. **Nature**, v. 453, n. 7192, p. 216–219, maio 2008.

OKSANEN, J. F. *et al.* (2020). vegan: Community Ecology Package. R package version 2.5-7. URL: <https://CRAN.R-project.org/package=vegan>

PAGLIA, A. P; PINTO, L.P. Biodiversidade da Mata Atlântica. In: E. Marone, D. Riet, & T. Melo (Orgs.). **Brasil Atlântico - um país com a raiz na mata**. Rio de Janeiro: Instituto BioAtlântica, p. 102-129, 2010.

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, 1 jan. 2010.

PAVOINE, S.; BONSALL, M. B. Measuring biodiversity to explain community assembly: a unified approach. **Biological Reviews**, v. 86, n. 4, p. 792–812, 14 dez. 2010.

PETCHEY, O. L.; GASTON, K. J. Functional diversity: back to basics and looking forward. **Ecology Letters**, v. 9, n. 6, p. 741–758, jun. 2006.

PHOCHAYAVANICH, R. *et al.* Comparison of stream frog assemblages at three elevations in an evergreen forest, North-Central Thailand. **Zoological Studies**, n. 49, p. 632-639. 2010.

QIAN, H.; RICKLEFS, R. E.; WHITE, P. S. Beta diversity of angiosperms in temperate floras of eastern Asia and eastern North America. **Ecology Letters**, v. 8, n. 1, p. 15–22, 20 out. 2004.

RAHBK, C. The elevational gradient of species richness: a uniform pattern? **Ecography**, v. 18, n. 2, p. 200–205, jun. 1995.

RAHBK, C. The role of spatial scale and the perception of large-scale species-richness patterns. **Ecology Letters**, v. 8, n. 2, p. 224–239, 17 dez. 2004.

R Core Team (2021). R: A language and environment for statistical computing. R Foundation for Statistical Computing, Vienna, Austria. URL <https://www.R-project.org/>.

REDINGER, K. Die Graphidineen der ersten Regnell'schen Expedition nach Brasilien 1892-94. IV. Opegrapha. **Arbiv für Botanik**. p. 1-52, 1940.

REVELLE, W. psych: Procedures for Personality and Psychological Research, Northwestern University, Evanston, Illinois, USA. 2021.

RICOTTA, C. A note on functional diversity measures. **Basic and Applied Ecology**, v. 6, n. 5, p. 479–486, out. 2005.

RIVAS PLATA, E *et al.* A first assessment of the Ticolichen biodiversity inventory in Costa Rica: the genus *Coenogonium* (Ostropales: Coenogoniaceae), with a world-wide key and checklist and a phenotype-based cladistic analysis. **Fungal Diversity** 23: p. 255-321, 2006.

RODRIGUES, J. M. *et al.* Small shifts in microsite occupation could mitigate climate change consequences for mountain top endemics: a test analyzing saxicolous lichen distribution patterns. **Biodiversity and Conservation**, v. 26, n. 5, p. 1199–1215, 17 jan. 2017.

ROMDAL, T. S.; GRYTNES, J.-A. An indirect area effect on elevational species richness patterns. **Ecography**, v. 30, n. 3, p. 440–448, jun. 2007.

SANDERS, N. J.; RAHBK, C. The patterns and causes of elevational diversity gradients. **Ecography**, v. 35, n. 1, p. 1–3, jan. 2012.

- SANTOS, H. G *et al.* **Sistema Brasileiro de Classificação de Solos**. 3ª ed rev. Ampl. Brasília, DF: Embrapa. 353p.il. color. 2013.
- SAUNDERS, D. A.; HOBBS, R. J.; MARGULES, C. R. Biological Consequences of Ecosystem Fragmentation: A Review. **Conservation Biology**, v. 5, n. 1, p. 18–32, 1991.
- SCARANO, F. R; CEOTTO, P. A importância da biodiversidade brasileira e os desafios para a conservação, para a ciência e para o setor privado. **Floresta Atlântica de Tabuleiro: Diversidade e Endemismos na Reserva Natural Vale**, Cap. 29. Editora Rona, p. 483-495, 2015.
- SOBRAL, I. S. *et al.* AVALIAÇÃO DOS IMPACTOS AMBIENTAIS NO PARQUE NACIONAL SERRA DE ITABAIANA - SE. **Caminhos de Geografia**, v. 8, n. 24, p. 102–110, 14 dez. 2007.
- STAJICH, J. E. *et al.* Primer -- The Fungi. **Current biology : CB**, v. 19, n. 18, p. R840–R845, 29 set. 2009.
- VALGAS, A. *et al.* Macroecologia de Icterinae (Aves: Passeriformes): Efeito Rapoport e modelos nulos de distribuição geográfica. **Ararajuba**, v. 11, n. 1, p. 57–64, [s.d.].
- VELOSO, H. P. *et al.* Classificação da vegetação brasileira, adaptada a um sistema universal. Rio de Janeiro: IBGE. 1991.
- STEVENS, G. C. The Elevational Gradient in Altitudinal Range: An Extension of Rapoport's Latitudinal Rule to Altitude. **The American Naturalist**, v. 140, n. 6, p. 893–911, dez. 1992.
- TENÓRIO, J. G. *et al.* Mixobiota do Parque Nacional Serra de Itabaiana, SE, Brasil: Stemonitales. **Acta Botanica Brasilica**, v. 23, n. 3, p. 644–656, set. 2009.
- WEBSTER, J; WEBER, R. **Introduction to Fungi**. [s.1.] Third Edition. Cambridge University Press. 875p, 2007.
- WHITTAKER, R. H. **Produção Primária: A Biosfera e o Homem**. Ecologia Humana, 1, p. 357-369. 1973.

WICKHAM, H. ggplot2: Elegant Graphics for Data Analysis. Springer-Verlag New York, 2016.

WILLIG, M. R.; BLOCH, C. P. Latitudinal gradients of species richness: a test of the geographic area hypothesis at two ecological scales. **Oikos**, v. 112, n. 1, p. 163–173, jan. 2006.

ZEILEIS, A.; HOTHORN, T. (2002). Diagnostic Checking in Regression Relationships. R News 2(3), p. 7-10. URL: <https://CRAN.R-project.org/doc/Rnews>