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

MATHEUS DE JESUS SÁ SILVA

COMUNIDADES DE HIFOMICETOS DE FOLHEDO SUBMERSO EM ÁREAS DE MATA ATLÂNTICA EM PERNAMBUCO E NA PARAÍBA, NORDESTE BRASILEIRO

Recife (PE)
2022

MATHEUS DE JESUS SÁ SILVA

COMUNIDADES DE HIFOMICETOS DE FOLHEDO SUBMERSO EM ÁREAS DE MATA ATLÂNTICA EM PERNAMBUCO E NA PARAÍBA, NORDESTE BRASILEIRO

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

Área de concentração: Micologia Básica.

Orientadora: Dra. Elaine Malosso

Recife (PE)

2022

Catalogação na Fonte:
Bibliotecário Bruno Márcio Gouveia, CRB-4/1788

Silva, Matheus de Jesus Sá
Comunidades de hifomicetos de folhedo submerso em áreas de Mata Atlântica em Pernambuco e na Paraíba, Nordeste Brasileiro / Matheus de Jesus Sá Silva. - 2022.

74 f. : il.

Orientadora: Dra. Elaine Malosso.
Dissertação (mestrado) – Universidade Federal de Pernambuco. Centro de Biociências. Programa de Pós-graduação em Biologia de Fungos, Recife, 2022.
Inclui referências e apêndices.

1. Fungos. 2. Mata atlântica. 3. Ecologia florestal. I. Malosso, Elaine (orientadora). II. Título.

579.5 CDD (22.ed.) UFPE/CB-2022-096

MATHEUS DE JESUS SÁ SILVA

COMUNIDADES DE HIFOMICETOS DE FOLHEDO SUBMERSO EM ÁREAS DE MATA ATLÂNTICA EM PERNAMBUCO E NA PARAÍBA, NORDESTE BRASILEIRO

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

Aprovada em: 22/02/2022.

BANCA EXAMINADORA

_____

Profa. Dra. Elaine Malosso (Orientadora)
Universidade Federal de Pernambuco

_____

Profa. Dra. Iracema Helena Schoenlein Crusius (Examinadora Titular Externa)
Instituto de Pesquisas Ambientais de São Paulo

_____

Dra. Josiane Santana Monteiro (Examinadora Titular Externa)
Museu Paraense Emílio Goeldi

_____

Profa. Dra. Patrícia Oliveira Fiuza (Examinadora Suplente Externa)
Departamento de Botânica e Zoologia/UFRN

_____

Prof. Dr. Roger Fagner Ribeiro Melo (Examinador Suplente Interno)
Departamento de Micologia/UFPE

Dedico este trabalho a todos que
tiveram um momento de fraqueza.

AGRADECIMENTOS

Aos meus pais, Maria e Josivaldo, pelas oportunidades que a mim foram concedidas, agradeço todos os esforços e sacrifícios.

A minha avó, Osenita, e a minha tia Neide, por todo cuidado e carinho, por serem segunda mãe e segundo pai nas horas vagas. Ao meu irmão, Gabriel, por todo companheirismo.

A todos os meus familiares, tias (os) e primas (os) que sempre me incentivaram, para que as minhas metas fossem alcançadas.

A minha orientadora Elaine Malosso, pela dedicação, incentivo e por todo ensino.

Aos amigos do laboratório de Hifomicetos de folhedo, Ana Paula, Beatriz Marcelino, Celine Cecília, Fredson Alves, Janaina Ferreira, Marcela Alves e Wanderson Tavares, por todo companheirismo, amizade, apoio e ajuda ao longo desse período que passamos juntos.

Aos amigos que o Departamento de Micologia me proporcionou conhecer, agradeço pelos momentos que passamos juntos.

Aos meus amigos de longa data, que sem citar nomes, venho agradecer por cada risada, por cada lágrima, por cada momento que passamos juntos, sejam eles bons ou ruins, cada vivência é um aprendizado.

Aos meus professores do Departamento de Micologia e do Programa de Pós-Graduação em Biologia de Fungos, por todo conhecimento que a mim foi transmitido durante todos esses anos de curso.

A UFPE, por todo apoio estrutural que contribuiu para a minha formação acadêmica, e ao CNPq pelo apoio financeiro.

E por fim, a todas as pessoas que passaram pela minha vida e de alguma forma contribuíram para o meu crescimento profissional e pessoal.

“Muitos enganos sofremos, muita escolha errada e muito desperdício de vida e de alegria, porque somos inibidos por mitos danosos [...]”. (LYA LUFT, 2006, p. 75).

RESUMO

Hifomicetos aquáticos, também conhecidos como fungos Ingoldianos, desempenham papéis fundamentais nos ecossistemas aquáticos e estudos relacionados à sua diversidade e ecologia são essenciais para entendimento da estrutura de suas comunidades e do papel desses micro-organismos no funcionamento de tais ecossistemas. A Mata Atlântica é o domínio ecológico mais diverso do Brasil, no entanto, as atividades antrópicas estão reduzindo cada vez mais as áreas verdes. O objetivo geral deste trabalho é (i) caracterizar e comparar a diversidade, estrutura e dinâmica das comunidades de hifomicetos aquáticos em folhedo submerso em duas áreas de Mata Atlântica, sendo uma a Reserva Particular do Patrimônio Natural (RPPN) Serra do Contente, Gravatá (PE), e a outra a Reserva Biológica (REBIO) Guaribas, Mamanguape (PB). Nos locais foram coletadas amostras de folhedo submerso e água, em seis pontos de amostragem, entre os períodos de nov. 2020 e nov. 2021, sendo 2 coletas na RPPN Serra do Contente e 4 coletas na REBIO Guaribas. A avaliação dos hifomicetos se deu por meio da confecção de lâminas para identificação dos táxons. As variáveis abióticas temperatura, condutividade elétrica, pH, oxigênio dissolvido e pluviosidade foram avaliadas. Foram identificados 24 táxons, sendo *Xylomyces acerosisporus* M.S. Oliveira, Malosso & R.F. Castañeda a espécie que foi registrada em todas as coletas de ambas as áreas de estudo, seguida por *Flagellospora* sp. que foi registrada em quase todas as coletas. *Xylomyces acerosisporus* foi também a espécie com a maior frequência relativa para a RPPN Serra do Contente (42,86%) e na REBIO Guaribas (34,36%), seguida por *Blodgettia indica* Subram. na RPPN Serra do Contente (20%). Na REBIO Guaribas, o esforço amostral permitiu recuperar 81% da riqueza estimada e na RPPN Serra do Contente, o mesmo esforço amostral permitiu recuperar 78% da riqueza. *Blodgettia indica* também foi a espécie indicadora para a área da RPPN Serra do Contente. Entre a primeira coleta (nov. 2020) na RPPN Serra do Contente e a segunda coleta (mar. 2021) na REBIO Guaribas foi registrado mais de 70% de similaridade. Também houve correlação moderadamente positiva do oxigênio dissolvido (OD) com o pH e a condutividade elétrica (CE). Essas mesmas variáveis foram as que diferiram significativamente entre algumas coletas. Com relação à análise da comunidade pelos componentes principais, as duas primeiras componentes juntas explicaram 63% da variação dos dados, fazendo com que ocorra um agrupamento das coletas. Dessa forma, a busca por relacionar variáveis abióticas com a comunidade de hifomicetos de folhedo é essencial para o entendimento da ecologia desses

fungos. Em nossa pesquisa, pudemos demonstrar por meio de análises uni- e multivariadas como as variáveis abióticas moldam as comunidades de fungos em diferentes períodos.

Palavras-chave: ambientes lóticos; ascomicetos assexuados; diversidade; mata ciliar.

ABSTRACT

Aquatic hyphomycetes, also known as Ingoldian fungi, play key roles in aquatic ecosystems and studies related to their diversity and ecology are essential for understanding the structure of their communities and the role of these microorganisms in the functioning of such ecosystems. The Atlantic Forest is the most diverse ecological domain in Brazil, however, anthropogenic activities are increasingly reducing the green areas. The overall objective of this work is (i) to characterize and compare the diversity, structure, and dynamics of aquatic hyphomycete communities in submerged leaf litter in two areas of Atlantic Forest, one being the Reserva Particular do Patrimônio Natural (RPPN) Serra do Contente, Gravatá (PE), and the other the Reserva Biológica (REBIO) Guaribas, Mamanguape (PB). At the sites, submerged leaf litter and water samples were collected at six sampling points, between the periods of Nov. 2020 and Nov. 2021, being 2 collections in RPPN Serra do Contente and 4 collections in REBIO Guaribas. The evaluation of hyphomycetes was done by making slides for taxon identification. Abiotic variables such as temperature, electrical conductivity, pH, dissolved oxygen, and rainfall were evaluated. Twenty-four taxa were identified, being *Xylomyces acerosisporus* M.S. Oliveira, Malosso & R.F. Castañeda, the species that were recorded in all collections from both study areas, followed by *Flagellospora* sp. which was recorded in almost all collections. *Xylomyces acerosisporus* was also the species with the highest relative frequency for RPPN Serra do Contente (42.86%) and REBIO Guaribas (34.36%), followed by *Blodgettia indica* Subram. in RPPN Serra do Contente (20%). In REBIO Guaribas, the sampling effort allowed to recover 81% of the estimated richness, and in RPPN Serra do Contente, the same sampling effort allowed to recover 78% of the richness. *Blodgettia indica* was also the indicator species for the RPPN Serra do Contente area. Between the first collection (Nov. 2020) in RPPN Serra do Contente and the second collection (Mar. 2021) in REBIO Guaribas more than 70% similarity was recorded. There was also a moderately positive correlation of dissolved oxygen (DO) with pH and electrical conductivity (EC). These same variables were the ones that differed significantly between some collections. Regarding the analysis of the community by principal components, the first two components together explained 63% of the variation in the data, causing a grouping of the collections. Thus, the search for relating abiotic variables with the community of leaf litter hyphomycetes is essential to the understanding of the ecology of these fungi. In our research, we were able to demonstrate through uni- and multivariate analysis how abiotic variables shape the fungal communities in different periods.

Keywords: asexual ascomycetes; diversity; lotic environment; riparian forest.

LISTA DE ILUSTRAÇÕES

Figura 1 – Mapa de distribuição da Mata Atlântica ao longo do litoral brasileiro no ano de 2006..... 19

Figura 2 – Número de unidades de Conservação encontradas na Mata Atlântica. Área de Proteção Ambiental (APA), Área de Relevante Interesse Ecológico (ARIE), Floresta Nacional (FLONA), Reserva Extrativista (RESEX), Reserva Particular do Patrimônio Natural (RPPN), Estação Ecológica (ESEC), Monumento Natural (MONA), Parque Nacional (PARNA), Reserva Biológica (REBIO), Refúgio de Vida Silvestre (REVIS) 21

Figura 3 – Área em hectares de Mamanguape (PB) e dos fragmentos de Mata Atlântica no município 22

Figura 4 – Área em hectares de Gravatá (PE) e dos fragmentos de Mata Atlântica no município. 23

Figura 5 – Local do estudo em dois riachos no Nordeste brasileiro. (A) REBIO Guaribas, no município de Mamanguape (PB) e pontos de coleta. (B) RPPN Serra do Contente, no município de Gravatá (PE) e pontos de coleta. (C) Estados da Paraíba e Pernambuco e as respectivas unidades de conservação. (D) Localização geográfica dos estados onde as coletas foram realizadas. (E) Mapa do Brasil. 39

Figura 6 – Pontos de coleta na Reserva Biológica (REBIO) Guaribas. De (a) a (f), pontos de 1 a 6, respectivamente. 41

Figura 7 – Pontos de coleta na Reserva Particular do Patrimônio Natural (RPPN) Serra do Contente. De (a) a (f), pontos de 1 a 6, respectivamente. 41

Figura 8 – (a) Frascos de vidro com as folhas coletadas e água do local de coleta. (b) Lavagem das folhas com água corrente de maneira delicada. (c) Cortes dos fragmentos com tamanhos de 1 cm x 1 cm. (d) Acondicionamento dos fragmentos em placas de Petri com água destilada autoclavada. (e) Fragmentos incubados para posterior observação. 42

Figura 9 – Fragmento da folha montado em lâmina e lamínula com água destilada (a-b). Registro fotográfico de estrutura observada (c)..... 43

Figura 10 – Hifomicetos que não foram identificados. (a-c) morfotipo 1 e (d-f) morfotipo 2. 47

Figura 11 – Hifomicetos de folhedo submerso mais frequentes durante as coletas. (a) Xylomyces acerosisporus (b-c) Triscelophorus monosporus (d-e) Triscelophorus acuminatus (f) Blodgettia indica. 50
Figura 12 – Frequência relativa dos táxons observados na REBIO Guaribas em Mamanguape (PB) e na RPPN Serra do Contente, Gravatá (PE), (a) por coletas e a (b) frequência relativa de ambas áreas. 50
Figura 13 – Frequência de ocorrência para as coletas na REBIO Guaribas em Mamanguape (PB) e na RPPN Serra do Contente, Gravatá (PE). 51
Figura 14 – Curvas de acumulação e extrapolação de hifomicetos em folhedo submerso na REBIO Guaribas em Mamanguape (PB) e na RPPN Serra do Contente, Gravatá (PE)..... 52
Figura 15 – Índice de similaridade de Sørensen/Dice para as coletas na REBIO Guaribas em Mamanguape (PB) e na RPPN Serra do Contente, Gravatá (PE). 54
Figura 16 – (a) Coeficiente de correlação das variáveis entre si e com a ocorrência e (b) destaque para correlação com valores significativos, considerando $p < 0,05$. 55
Figura 17 – Pluviosidade dos períodos de coleta e pluviosidade média entre os anos de 2015 e 2019, com destaque para os meses em que as coletas foram realizadas na REBIO Guaribas em Mamanguape (PB) e na RPPN Serra do Contente, Gravatá (PE). Coleta 1 (C1), Coleta 2 (C2), Coleta 3 (C3) e Coleta 4 (C4). 55
Figura 18 – Variáveis abióticas observadas para as coletas realizadas na REBIO Guaribas em Mamanguape (PB) e na RPPN Serra do Contente, Gravatá (PE), (a) pH, (b) condutividade elétrica, (c) oxigênio dissolvido e a (d) temperatura da água. Letras diferentes diferem estatisticamente ($p < 0,05$) 56
Figura 19 – Análise de componentes principais (ACP) (PCA – Principal component analysis) dos dados amostrais de todas as coletas. (a) contribuição das variáveis para a dimensão 1, (b) contribuição das variáveis para a dimensão 2, (c) % de variância explicada pelos componentes principais e o (d) gráfico biplot das amostras e variáveis. 57

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 – Características que distinguem e assemelham os fungos, os animais e as plantas..... 30

Tabela 2 – Ocorrência de hifomicetos de folhedo submerso por área, e (●) presença por coleta, em seis coletas, quatro na REBIO Guaribas em Mamanguape (PB) e duas coletas na RPPN Serra do Contente, Gravatá (PE)..... 48

Tabela 3 – Riqueza de Espécies, Ocorrência, Dominância de Berger-Parker, Diversidade de Shannon-Wiener (H') e Equitabilidade de Pielou (J'), aplicados às áreas na REBIO Guaribas em Mamanguape (PB) e na RPPN Serra do Contente, Gravatá (PE). Letras diferentes na mesma coluna diferem estatisticamente pelo teste de Permutação ($p < 0,05$) 53

Tabela 4 – Riqueza de Espécies, Ocorrência, Dominância de Berger-Parker, Diversidade de Shannon-Wiener (H') e Equitabilidade de Pielou (J'), aplicados às coletas na REBIO Guaribas em Mamanguape (PB) e na RPPN Serra do Contente, Gravatá (PE). Lestras diferentes na mesma coluna diferem estatisticamente pelo teste de Permutação ($p < 0,05$)..... 53

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO 16

2 FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA 18

2.1 UM POUCO SOBRE A MATA ATLÂNTICA 18

2.2 UNIDADES DE CONSERVAÇÃO NA MATA ATLÂNTICA 19

2.2.1 Reserva Biológica Guaribas 21

2.2.2 Reserva Particular do Patrimônio Natural Serra do Contente 22

2.3 A MATA CILIAR NO CONTEXTO POLÍTICO E BIOLÓGICO..... 23

2.3.1 Serapilheira/Folhedo e Ciclagem de Nutrientes 24

2.4 A ÁGUA DOCE E SUAS VARIÁVEIS ABIÓTICAS 25

2.4.1 Efeitos da Temperatura da Água no Desenvolvimento dos Fungos .. 26

2.4.2 pH como Estruturador de Comunidades Fúngicas 26

2.4.3 Oxigênio Dissolvido (OD) e Qualidade da Água 27

2.4.4 Condutividade Elétrica (CE) 28

2.5 O REINO FUNGI 29

2.5.1 Filo Ascomycota 30

2.5.2 Fungos Assexuados 31

2.5.3 Hifomicetos Aquáticos 34

2.6 ESTUDOS ECOLÓGICOS DE HIFOMICETOS AQUÁTICOS NO BRASIL 36

3 MATERIAIS E MÉTODOS 39

3.1 ÁREA DE COLETA..... 39

3.2 COLETA DO FOLHEDO SUBMERSO 40

3.3 PROCESSAMENTO DAS AMOSTRAS, PREPARAÇÃO DE LÂMINAS E IDENTIFICAÇÃO DOS HIFOMICETOS AQUÁTICOS 42

3.4 ANÁLISE DE FATORES FÍSICO-QUÍMICOS DA ÁGUA 43

3.4.1 Temperatura..... 43

3.4.2 Condutividade elétrica e pH 43

3.4.3 Oxigênio dissolvido 44

3.5 DADOS PLUVIOMÉTRICOS 44

3.6 ANÁLISE ESTATÍSTICA 44

4 RESULTADOS 47
4.1 DIVERSIDADE DE HIFOMICETOS 47
4.2 ÍNDICES DE DIVERSIDADE..... 52
4.3 CORRELAÇÕES E SIMILARIDADES 53
4.4 VARIÁVEIS ABIÓTICAS..... 54
5 DISCUSSÃO..... 58
6 CONCLUSÕES..... 63
REFERÊNCIAS..... 64
APÊNDICE A – DESCRIÇÃO DAS VARIÁVEIS ABIÓTICAS..... 74

1 INTRODUÇÃO

Apesar do importante papel que os fungos decompositores desempenham nos mais variados ecossistemas, a limitada disponibilidade de informações a respeito da comunidade de fungos aquáticos afeta o estudo acerca da sua diversidade (GROSSART; ROJAS-JIMENEZ, 2016). Nos ecossistemas aquáticos, o complexo processo de decomposição de matéria orgânica é conduzido principalmente por fungos e bactérias (HIEBER; GESSNER, 2002). Algumas espécies de fungos possuem adaptações no seu ciclo de vida para se desenvolverem exclusivamente em condições submersas e são conhecidos como hifomicetos aquáticos ou fungos ingoldianos. Já os fungos que possuem o ciclo de vida parcial no ambiente aquático são chamados hifomicetos aero-aquáticos, aquáticos facultativos e terrestres-aquáticos (GOH; HYDE, 1996). Os fungos conidiais podem ser agrupados com base em sua morfologia e ecologia, no entanto, é uma classificação artificial, sem valor taxonômico, com o intuito de facilitar o estudo desses fungos (SOKOLSKI *et al*., 2006).

Os hifomicetos aquáticos possuem algumas características morfológicas e fisiológicas típicas. Eles são capazes de esporular em condição submersa e de colonizar folhas em processo de decomposição nos rios, riachos e lagos. Esses fungos produzem esporos multirradiados (geralmente tetrarradiados) ou sigmóides (KRAUSS *et al*., 2011), podendo as extremidades estarem cobertas de mucilagem. A mucilagem auxilia na fixação dos esporos às folhas e outras superfícies, principalmente em ambientes aquáticos com maior turbulência (AU *et al*., 1996).

Rios e riachos possuem como maiores fontes de energia e nutrientes o material foliar, provenientes da mata ciliar, ou vegetação ribeirinha, ao longo de sua extensão. Neste material, os fungos e bactérias serão os primeiros consumidores (ALLAN; CASTILLO, 2007), gerando rapidamente um fluxo de energia e matéria, devido às barreiras de dispersão serem mais fracas em sistemas aquáticos em comparação com os terrestres (GILLER *et al*., 2004). Esta fonte de energia proveniente da vegetação tem uma grande importância no depósito de matéria orgânica nesses ambientes, visto que a sua decomposição está associada à ciclagem de carbono, criando uma associação entre a mata ciliar, pequenos invertebrados e micro-organismos (fungos e bactérias) (DU *et al*., 2020).

Devido às diferenças físicas e ecológicas entre os ambientes terrestres e aquáticos, os riachos constituem um importante reservatório de biodiversidade florestal. Consequentemente, uma serapilheira mais diversa na mata ciliar suporta uma micota mais diversa (LAITUNG;

CHAUVET, 2005). A decomposição da serapilheira ribeirinha está relacionada às atividades dos fungos aquáticos, que estão envolvidos na sua colonização e decomposição, mas, apesar de desempenharem um papel importante no funcionamento de ecossistemas de rios, riachos e lagoas, a atenção dada aos fungos aquáticos é inferior quando comparada a outros macro e micro-organismos (CORNUT *et al*., 2010).

Os ecossistemas aquáticos permanecem em grande parte inexplorados, com uma alta diversidade de fungos, que podem apresentar padrões de diversidade associados a fatores ambientais (DUARTE *et al*., 2016). Considerando a capacidade que os hifomicetos aquáticos possuem de degradar células vegetais, sua presença ou ausência pode afetar profundamente o ciclo e liberação de nutrientes nesses ambientes (BÄRLOCHER; HELSON; WILLIAMS, 2010).

Dessa forma, estudos de diversidade bem como sobre os papéis ecológicos de hifomicetos aquáticos, são essenciais para elucidar o funcionamento dos ecossistemas de riachos da Mata Atlântica.

Assim, com base na hipótese de que as comunidades de hifomicetos em folhedo submerso varia entre as áreas conservadas devido aos fatores abióticos, os objetivos desse trabalho foram (i) identificar as espécies de hifomicetos presentes em folhedo submerso em decomposição nas UCs (RPPN Serra do Contente e REBIO Guaribas), (ii) determinar a composição e estrutura da comunidade de hifomicetos em cada área, (iii) determinar a relação dos fatores abióticos (temperatura, pH, condutividade elétrica e oxigênio dissolvido) com as comunidades de hifomicetos e (iv) comparar as comunidades de hifomicetos das duas áreas levando em consideração os fatores abióticos.

2 FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA

2.1. UM POUCO SOBRE A MATA ATLÂNTICA

Quando as placas tectônicas Africana e Sul-Americana começaram a se separar, no período Jurássico, cerca de 190 e 150 milhões de anos atrás, a costa leste brasileira passou a ser banhada por correntes marinhas quentes provenientes do equador, fazendo surgir na costa brasileira um clima quente e úmido. A partir de então, passou a se formar a Mata Atlântica na região que hoje corresponde aos estados costeiros entre o Rio Grande do Norte e o Rio Grande do Sul (Figura 1) (COUTINHO, 2016).

Inicialmente, antes do desmatamento, a Mata Atlântica estendia-se por cerca de 1,3 milhões de km² ao longo de grande parte da costa do país. É considerada a segunda maior floresta tropical úmida do Brasil, assim como uma das mais ricas em biodiversidade do mundo. Esse domínio ecológico vem sofrendo grandes perdas devido às atividades antrópicas (MMA, 2021), mas ainda abriga importantes ecossistemas aquáticos e suas florestas são de fundamental importância para a conservação do fluxo de matéria orgânica para os corpos d'água (RBMA, 2021). Nos corpos d'água, a mata ciliar tem função de proteger a diversidade, fornecendo condições essenciais de umidade e temperatura para o desenvolvimento dos fungos (MARQUES *et al*., 2007; APREMAVI, 2020).

Originalmente, a Mata Atlântica tinha uma cobertura de 15% em relação a todo o território brasileiro, abrangendo de forma parcial ou completa 17 estados, entretanto, apenas 12,4% da floresta existem atualmente (SOSMA, 2020). O Brasil passou por diversos ciclos de atividades econômicas e expansões urbanas, em sua maioria concentrados no litoral, que foram responsáveis pela fragmentação e desmatamento da Mata Atlântica (ALMEIDA, 2016).

As atividades antrópicas são as principais causas de redução e fragmentação das áreas de Mata Atlântica, levando à diminuição em sua biodiversidade. Apesar de ser considerado um *hotspot* mundial, intervenções urbanas, agrícolas e industriais são as principais causas de perda de área desse domínio (AMORIM; SOUSA; LOURENÇO, 2019; SACRAMENTO; MICHEL; SIQUEIRA, 2020). Devido a sua importância, a Lei 11.428/2006 que dispõe sobre a proteção da Mata Atlântica incentiva as populações inseridas geograficamente nesse domínio a atuarem em sua defesa e conservação (BRASIL, 2020).

A Mata Atlântica está sofrendo ameaças e a sua conservação e recuperação se tornaram desafios para a Conservação Internacional (CI), em parceria com a Associação de Preservação

do Meio Ambiente e da Vida (Apremavi) e a SOS Mata Atlântica (SOSMA) (INTERNACIONAL, 2008). Espécies com alto grau de endemismo presentes na Mata Atlântica são mais susceptíveis ao desaparecimento, sendo esse o principal critério para a escolha de um *hotspot* (APREMAVI, 2020). Dessa forma, a criação de Unidades de Conservação e discussões ambientais com a população podem ser alternativas para a manutenção e conservação de áreas prioritárias na Mata Atlântica, assim como nos diversos ecossistemas brasileiros.

Figura 1 — Mapa de distribuição da Mata Atlântica ao longo do litoral brasileiro no ano de 2006.

Fonte: Adaptado de MMA, 2008.

2.2. UNIDADES DE CONSERVAÇÃO NA MATA ATLÂNTICA

As unidades de conservação têm o intuito de proteger fragmentos de domínios ecológicos, já que a conservação de todo um ecossistema é um desafio. Dessa forma, as áreas prioritárias devem ser escolhidas com o intuito lógico de proteger os ecossistemas brasileiros, por meio de iniciativas de manutenção de corredores ecológicos entre unidades de conservação já existentes e busca de indicadores de biodiversidade que possam auxiliar na identificação e definição de áreas prioritárias (RYLANDS; BRANDON, 2005).

Inicialmente, as belezas cênicas foram um dos fatores que determinaram a proteção de uma área, em 1872 nos Estados Unidos. Em seguida, a biodiversidade passou a ser um fator determinante para escolha de áreas naturais, entretanto, não havia ainda uma definição de um conceito para essas áreas, apesar da existência de parques nacionais ao redor do mundo (BRITO, 2000). No Brasil, o vanguardista que se dedicou ao desenvolvimento dos sistemas de Unidades de Conservação no país foi André Rebouças, mas o seu propósito se tornou realidade apenas 10 anos após o seu falecimento, com a criação do Parque Nacional do Itatiaia, em 1937 (FONSECA; LAMAS; KASECKER, 2010).

Em julho de 2000, foi sancionada a Lei nº 9.985 que instituiu o Sistema Nacional de Unidades de Conservação da Natureza (SNUC), estabelecendo parâmetros para elaboração e gerenciamento das unidades de conservação. A SNUC estabelece categorias de unidades de conservação, podendo ser divididas em dois grupos: unidades de proteção integral e sustentável (BRASIL, 2000). A primeira categoria está voltada à pesquisa e educação, não permitindo visitações com qualquer outro intuito; a segunda categoria permite a visitação e a realização de outras atividades, possuindo um papel de intercâmbio entre a população e natureza de maneira equilibrada (RYLANDS; BRANDON, 2005; ICMBIO, 2021a).

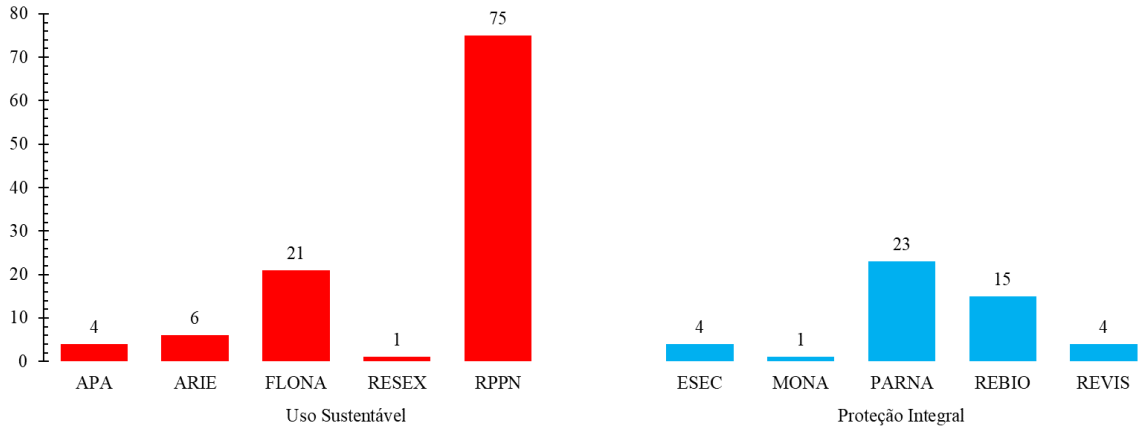
Na Mata Atlântica podemos encontrar 75 Reservas Particulares do Patrimônio Natural (RPPN), incluídas no grupo de uso sustentável e 15 Reservas Biológicas (REBIO) que fazem parte da categoria de Proteção Integral (Figura 2) (ICMBIO, 2021b). A RPPN é um espaço privado, com propósito de conservar a biodiversidade, que permite pesquisa, turismo, atividades recreativas e educativas. A REBIO tem como propósito principal a proteção integral da biodiversidade encontrada em seus limites, é de domínio público e proíbe a entrada do público, exceto se o objetivo for educacional (BRASIL, 2000).

Apesar do número de áreas protegidas na Mata Atlântica e ao redor do mundo, os fungos não recebem a devida atenção quando tratamos do tema conservação. Dentre as estimativas de milhares de espécies fúngicas que potencialmente existem, apenas em torno de 146 mil dessas espécies foram descritas até a atualidade, representando um baixo conhecimento a respeito da

diversidade de fungos (LOFGREN; STAJICH, 2021). Dentre as espécies descritas, 425 foram avaliadas pela IUCN (*International Union for Conservation of Nature*) (IUCN, 2021).

Os fungos não recebem a devida atenção no âmbito da conservação, quando comparado aos animais e as plantas, que possuem 200 mil vezes mais espécies na lista da IUCN (IUCN, 2021). Para que a sua conservação aconteça de maneira igualitária, foi trazido à tona em 2020, por Giuliana Furci, da Universidade de Harvard, e outros pesquisadores, debates para estimular políticas de proteção aos fungos (https://www.faunaflorafunga.org/) (FFF, 2021). Ficou claro que os fungos precisam ser integrados às políticas de conservação em todo mundo, devido aos importantes papéis desempenhados por esses organismos (MUELLER, 2017).

Figura 2 — Número de unidades de Conservação encontradas na Mata Atlântica. Área de Proteção Ambiental (APA), Área de Relevante Interesse Ecológico (ARIE), Floresta Nacional (FLONA), Reserva Extrativista (RESEX), Reserva Particular do Patrimônio Natural (RPPN), Estação Ecológica (ESEC), Monumento Natural (MONA), Parque Nacional (PARNA), Reserva Biológica (REBIO), Refúgio de Vida Silvestre (REVIS).



Fonte: Silva, M. J. S. (2021).

2.2.1. Reserva Biológica Guaribas

Indivíduos *Alouatta belzebul* Linnaeus, também conhecido como Bugio, formavam uma população de Guaribas que se encontravam à beira da extinção devido à diminuição dos seus habitats. Isso deu início a um compromisso de conservação de uma área na Paraíba, dando também o nome para a reserva e sua espécie símbolo. Assim surgiu a Unidade de Conservação Reserva Biológica Guaribas (MMA; IBAMA, 2003).

Segundo informações disponíveis no plano de manejo, disponibilizados pelo MMA e Ibama (2003), a Reserva Biológica Guaribas tem como Unidade Gestora Responsável o IBAMA e a

Gerência Executiva da Paraíba. Conta com uma área total de 4 mil hectares, abrangendo os municípios de Mamanguape em sua totalidade, e uma pequena parte do município de Rio Tinto, ambas cidades do estado da Paraíba, e possui no Decreto Federal n.º 98.884, de 25 de janeiro de 1990, sua data de criação.

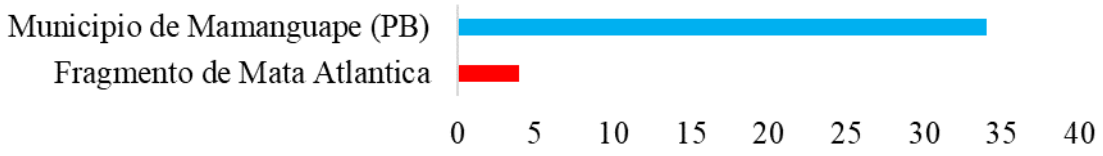
Do ponto de vista climático, a REBIO Guaribas, segundo a classificação de Köppen, possui um clima úmido tropical em que as temperaturas médias ao longo dos meses são superiores a 18 °C, as médias anuais se mantêm entre 24 °C e 26 °C, chegando a máximas de 30 °C nos meses de dezembro, com precipitações anuais que podem chegar a 2.000 milímetros, com máxima em abril, e maior período de estiagem em novembro.

O relevo da reserva é caracterizado como de Planícies Fluviais e Marinhas, possuindo superfícies planas, em pequenas porções, com altitude menor que 100 metros. São encontrados também Tabuleiros Costeiros, com altitudes que chegam a 200 metros. Além disso, a conformação geológica do local, bem como em grande parte do litoral paraibano, é formada por sedimentos areno-argilosos, formando os tabuleiros costeiros. A área é banhada pelas bacias hidrográficas dos Rios Mamanguape e Camaratuba, além de alguns riachos, que podem se estender por 10 km até alcançarem o Rio Camaratuba.

Na REBIO, são encontradas formações secundárias florestais e savânicas, dentre elas, a Estacional Semidecidual e Floresta Ombrófila Densa Aluvial, que pode ser encontrada principalmente ao longo dos cursos d'água. As formações Savânicas podem ser encontradas em áreas de tensão ecológica, que estão em contato com sistemas secundários e/ou antrópicos, possuindo uma mesma composição florística ao longo da Unidade de Conservação.

Com relação à área de Mata Atlântica, além da UC, ela ocupa atualmente 3.992 hectares do município de Mamanguape, que tem uma área total de 34.053 hectares. Dessa forma, apenas 11,72% da área total do município (equivalente a mais de 5 mil campos de futebol (Figura 3) é ocupada pela mata original, (SOSMA, 2021).

Figura 3 — Área em hectares de Mamanguape (PB) e dos fragmentos de Mata Atlântica no município.



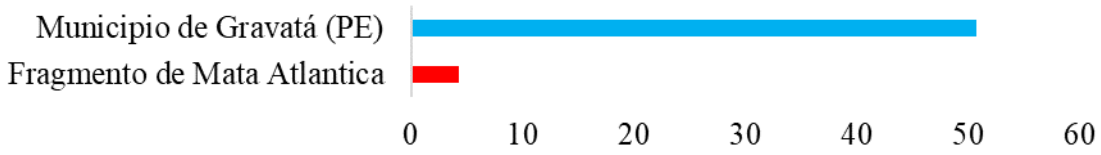
Fonte: Silva, M. J. S. (2020).

2.2.2. Reserva Particular do Patrimônio Natural Serra do Contente

A Reserva Particular do Patrimônio Natural Serra do Contente está localizada no município de Gravatá (PE), com uma área de 9 hectares, a 7 km de distância do centro do município. O proprietário adquiriu a propriedade com o propósito de conservar o ecossistema existente. Sendo uma Unidade de Conservação de uso sustentável, a reserva recebeu mais de 13 mil visitas até o início do ano de 2019 (GRAVATÁ, 2021).

A respeito da área de Mata Atlântica além da UC, ela ocupa 4.247 hectares no município de Gravatá, que tem uma área total de 50.678 hectares. Dessa forma, apenas 8,38% da área total é representada pela mata original, equivalente a mais de 6 mil campos de futebol, e segundo o sistema de busca, no ano de 2013, foi identificado desmatamento de 8 hectares neste município (Figura 4) (SOSMA, 2021). Devido à reserva não possuir plano de manejo, poucas informações são disponibilizadas a respeito da fauna e flora, bem como dados geológicos, corpos hídricos e outros.

Figura 4 — Área em hectares de Gravatá (PE) e dos fragmentos de Mata Atlântica no município.



Fonte: Silva, M. J. S. (2020).

2.3. A MATA CILIAR NO CONTEXTO POLÍTICO E BIOLÓGICO

Políticas públicas de conservação do meio ambiente vêm apresentando crescente destaque. A presença de danos ambientais ainda é observável, mesmo com a vigência da Lei nº 12.651, de 25 de maio de 2012, que dispõe sobre a proteção da vegetação nativa, em especial, a mata ciliar ou vegetação ripária. Portanto, o uso de geotecnologias auxiliando a perícia ambiental a identificar crimes referentes às áreas protegidas se faz necessário (OLIVEIRA; SANTOS; BORBA, 2021).

Dentre as disposições legais, está estabelecida a proteção de APP (Área de Preservação Permanente), visando a proteção dos ecossistemas aquáticos e o seu entorno (BRASIL, 2012). A comunidade vegetal nas margens dos corpos d'água é denominada mata ciliar, vegetação ribeirinha, floresta ripária, mata de galeria ou mata de várzea (WWF, 2021). Esta vegetação é

responsável por mitigar o assoreamento, impedindo o acúmulo de sedimento nos corpos d'água, e realizar a manutenção da qualidade da água (MONTEIRO *et al*., 2016).

A mata ciliar está intimamente relacionada com as características biológicas do ambiente aquático que ela margeia, fornecendo condições adequadas para que os organismos que nela habitam possam se desenvolver adequadamente. No entanto, a fragmentação e o desmatamento da mata ciliar provocam a diminuição de comunidades biológicas (peixes, macroinvertebrados, diatomáceas e fungos) (YIRIGUI *et al*., 2019).

Dessa forma, a substituição da mata nativa por uma espécie invasora ou exótica pode ocasionar uma mudança na composição da comunidade de fungos. Esses fungos, que tem o papel de decompor matéria orgânica quando ela chega aos corpos d'água, fazem com que as taxas de decomposição foliar sejam alteradas, modificando toda a estrutura de comunidades de micro-organismos daquele ambiente (FERREIRA *et al*., 2017; BIASI *et al*., 2020).

A presença de árvores jovens ou maduras também apresenta influência sobre a riqueza e biomassa de fungos aquáticos e invertebrados. Do mesmo ponto de vista, se existe relação entre estágio de desenvolvimento da vegetação com a comunidade aquática ali presente, as taxas de decomposição também podem sofrer influência (SEENA *et al*., 2017).

2.3.1. Serapilheira/Folhedo e Ciclagem de Nutrientes

A flora terrestre do nosso planeta é responsável pelo depósito abundante de matéria orgânica disponível no mundo. São toneladas de folhas senescentes que se acumulam no ambiente terrestre e aquático, fornecendo matéria orgânica para o início do processo de ciclagem de nutrientes mediado por fungos, detritívoros e outros micro-organismos. Esses organismos, por meio de suas enzimas, realizam a degradação química do folhedo, além de aumentar sua palatabilidade com o incremento de biomassa microbiana nesses substratos, atraindo outros organismos para participar do processo de decomposição (GESSNER *et al*., 2010).

A camada de folhas, galhos, cascas de árvores que se forma sobre o solo ou no ambiente aquático (rio, riachos, lagoas), é conhecida como serapilheira, e exerce importantes papéis ecológicos, principalmente na regulação de matéria orgânica que participa dos processos de decomposição e ciclagem de nutrientes, podendo ser mediados por fatores bióticos e abióticos, e até mesmo fatores intrínsecos das próprias espécies vegetais, como nutrientes e compostos alelopáticos (SCORIZA *et al*., 2012).

Dessa forma, uma hierarquia foi observada, sendo os fatores climáticos os principais reguladores da decomposição, seguidos pela composição química do folhedo e, finalmente, a mediação pelos organismos que participam desse processo. Quando o substrato é disponibilizado no solo ou no ambiente aquático, a fonte de matéria orgânica está disponível e sua participação no processo de ciclagem de nutrientes tem início com a decomposição química e física, visando reduzir esse material complexo, em componentes químicos mais simples (AERTS, 1997).

Os fungos são heterotróficos por absorção, não produzindo os próprios nutrientes como as plantas, e apesar da proximidade filogenética com os animais, eles não ingerem o substrato (WEBSTER; WEBER, 2007). A absorção é uma característica eficiente na captação de nutrientes, visto que os fungos são capazes de realizar uma associação enzimática positiva. Dessa forma, eles podem degradar mais de um constituinte foliar (lignina, celulose, hemicelulose e outros) simultaneamente, explorando de forma eficiente o substrato que estão colonizando (DILLY *et al*., 2001).

Quando tratamos de composição de comunidades, a qualidade do folhedo é um fator importante na estrutura e dinâmica dos fungos que colonizam esse substrato. Os substratos, entretanto, não são exclusivos na regulação dessas comunidades, pois os próprios fungos, dependendo de suas capacidades competitivas e suas habilidades em degradar quimicamente determinados componentes químicos, podem ou não colonizar um substrato específico (VOŘÍŠKOVÁ; BALDRIAN, 2013).

2.4. A ÁGUA DOCE E SUAS VARIÁVEIS ABIÓTICAS.

Dois átomos de hidrogênio e um átomo de oxigênio é a fórmula para um dos recursos naturais mais importantes, e isso é algo indiscutível. Ocupando dois terços do nosso planeta, a água desempenha papéis fundamentais nos ecossistemas e com apenas 3% de água potável no mundo, se torna um recurso escasso que demanda atenção e cuidado. De todo o volume de água potável disponível, apenas 1% está na superfície terrestre (rios, riachos, lagos, lagoas), e o restante são águas subterrâneas (YOUNGER, 2012).

O uso da água ocorre de várias formas, desde o abastecimento humano, no uso doméstico e recreativo, na indústria, irrigação, navegação, transporte e diluição de poluentes, na geração de energia elétrica, através das hidrelétricas e termelétricas. Nesse sentido, devido ao seu grande uso e o pouco volume disponível, a água doce não deve ser desperdiçada, uma vez que ela está

associada à conservação dos ecossistemas aquáticos e de todos os organismos que ali vivem (COLLISCHONN; DORNELLES, 2013).

2.4.1. Efeitos da Temperatura da Água no Desenvolvimento dos Fungos.

Extensão dos corpos d'agua e cobertura da mata ciliar são fatores que podem fazer com que ocorra variação na temperatura da água. A mata ciliar pode diminuir a temperatura da água em até 3 °C em corpos d'agua que tenham uma boa cobertura vegetal. Além disso, a variação da temperatura pode acontecer também em decorrência da localização geográfica e altitude (TUNDISI; TUNDISI, 2016).

Fatores físico-químicos da água podem sofrer influência da temperatura, alterando a estrutura das comunidades de fungos e bactérias e devemos estar atentos a essas interações, visto que as mudanças de temperatura podem interferir no desenvolvimento e reprodução de micro-organismos. É importante entender os riscos que as mudanças climáticas podem causar nessas comunidades (PRECIADO *et al*., 2019).

A sazonalidade também está ligada a mudanças de temperatura, favorecendo a dominância de determinados grupos de fungos sobre outros, dependendo da sua capacidade e de seus mecanismos de tolerância. Devido às mudanças de temperatura, a disponibilidade de nutrientes também pode sofrer a influência dessa variável abiótica (ORTIZ-VERA *et al*., 2018), já que mudanças na temperatura estão associadas à viscosidade, densidade e pressão da água (TUNDISI; TUNDISI, 2016).

Algumas espécies podem não esporular em temperaturas desfavoráveis (e.g., *Flagellospora curvula* Ingold), no entanto, outras podem manter os níveis de esporulação em diferentes temperaturas (e.g., *Tricladium chaetocladiumi* Ingold), mas não podemos ignorar situações de competição entre indivíduos, que podem alterar suas taxas de crescimento e esporulação (CHAUVET; SUBERKROPP, 1998).

2.4.2. pH como Estruturador de Comunidades Fúngicas.

A variação do pH (potencial hidrogeniônico) pode causar alterações nas atividades enzimáticas, pressão osmótica e na acidez e alcalinidade dos fluidos extracelulares. As propriedades químicas da água estão intimamente relacionadas com o pH, podendo variar com a geologia das bacias hidrográficas, influenciando nos processos biológicos que ocorrem nos

ecossistemas aquáticos. O pH, juntamente com o oxigênio dissolvido, são os grandes reguladores das respostas fisiológicas dos organismos que ali vivem (TUNDISI; TUNDISI, 2016).

Assim como a temperatura, o pH tem sua influência na dinâmica das comunidades fúngicas e de outros micro-organismos aquáticos, que associado ou não a outros fatores abióticos, pode auxiliar no entendimento de padrões de composição e dinâmica das comunidades fúngicas (ORTIZ-VERA *et al*., 2018).

Os fungos adaptados fisiologicamente podem se desenvolver em águas com pH acidificado, mas nem todos conseguem sobreviver em tais condições. Foi observado que os fungos encontrados em ambientes com pH ácido (e.g. com diminuição do pH em função da presença de metais pesados) tiveram um maior incremento de biomassa. No entanto, as taxas de decomposição do material foliar foram muito baixas (TOLKKINEN *et al*., 2015). A diminuição do pH pode alterar as taxas de decomposição foliar, em decorrência da diminuição da riqueza de fungos que não sobrevivem nessas condições. Mas mesmo que alguns fungos sejam capazes de se desenvolver em condições de acidificação, as suas enzimas podem ser prejudicadas quanto a sua eficácia (BAUDOIN *et al*., 2008), influenciando a dinâmica ecossistêmica do ambiente.

2.4.3. Oxigênio Dissolvido (OD) e Qualidade da Água.

A disponibilidade de oxigênio dissolvido é um importante fator de regulação fisiológica de micro-organismos aquáticos. As concentrações de oxigênio podem alterar a estrutura das comunidades de fungos aquáticos (GOMES *et al*., 2018). O oxigênio disponível pode sofrer influências da temperatura e da aeração dos corpos d'água, havendo uma diferença significativa entre ambientes lênticos e lóticos (TUNDISI; TUNDISI, 2016).

Atividades antrópicas, que fazem com que ocorra o aumento de matéria orgânica proveniente de poluentes domésticos, industriais e agrícolas não tratados, são um dos principais responsáveis pela diminuição de oxigênio dissolvido na água, devido ao aumento excessivo de matéria orgânica disponível. Nestes casos, se observa uma correlação positiva entre diversidade e níveis de oxigênio dissolvido disponíveis no ambiente (ORTIZ-VERA *et al*., 2018).

Os níveis de oxigênio dissolvido na água podem determinar a estrutura da comunidade de fungos aquáticos, sua biomassa, taxas de esporulação e a decomposição foliar. Em níveis de baixo O_2, em um microambiente controlado, as taxas de decomposição chegaram a ser 40% menores do que em condições de altos teores de O_2. A biomassa foi 8 vezes maior, e o número

de espécies foi o dobro em condições de alta disponibilidade de oxigênio, quando comparado às baixas concentrações (MEDEIROS; PASCOAL; GRAÇA, 2009).

A velocidade das águas também é um fator determinante na disponibilidade de O_2, dessa forma, é possível observar em riachos com boa aeração, que há uma correlação positiva da disponibilidade de oxigênio dissolvido com a biomassa fúngica e taxas de decomposição foliar. Dessa forma, a velocidade da água auxilia na decomposição da matéria orgânica, resultando em uma maior disponibilidade de nutrientes de forma rápida para o ecossistema (PASCOAL; CÁSSIO, 2004).

Atividades antrópicas, como a liberação de efluentes (domésticos, agrícolas ou industriais) nos corpos d'agua pode levar a diminuição de oxigênio dissolvido. Todavia, alguns fungos podem se desenvolver nessas condições, que são desfavoráveis para a maiorias deles. Dessa forma, espécies encontradas em tais condições podem possuir potencial degradador desses componentes poluidores, além de funcionarem como espécies indicadoras (PIETRYCZUK *et al*., 2018).

2.4.4. Condutividade Elétrica (CE)

A condutividade elétrica é um parâmetro de qualidade de água que representa as concentrações de vários elementos e íons presentes no ambiente, estando relacionada com a geologia do ambiente e com a cobertura vegetal presente. Além disso, poluentes presente na água fazem parte desses constituintes, e acabam interferindo na dinâmica dos micro-organismos que se desenvolvem nesses ambientes (TUNDISI; TUNDISI, 2016).

A condutividade elétrica é expressa em Siemens (S), uma unidade de resistência, por uma unidade de comprimento (cm). Ambientes com águas naturais podem apresentar valores de 100 µS/cm, e em áreas poluídas por efluentes domésticos e industriais, os valores podem alcançar até 1.000 µS/cm (FUNASA, 2021).

Em regiões temperadas, a disponibilidade de matéria orgânica alóctone (folhas senescentes) ocorre no outono e primavera, quando são observados baixos valores de temperatura e condutividade elétrica. Na região tropical foi observada uma tendência de a diversidade de fungos aquáticos ser maior nas épocas chuvosas, quando há uma correlação positiva entre diversidade e condutividade elétrica, do que nas épocas secas e frias; fato que ainda é difícil de se compreender (SCHOENLEIN-CRUSIUS; MOREIRA; GOMES, 2018).

No Canal Augustów, na Europa, foram registrados altos índices de diversidade de fungos patogênicos em pontos de amostragem com altos valores de condutividade elétrica, devido à presença de íons cloreto (Cl^-) e sulfato (SO_4^{2-}) que são indicadores de água poluída (CUDOWSKI; PIETRYCZUK; HAUSCHILD, 2015). Contudo, a condutividade elétrica está relacionada com a geologia e o regime pluviométrico da região, dessa forma, teores altos de CE são encontrados em épocas de seca, e valores baixos em períodos chuvosos. Quando existe uma constância de teores altos de CE em diferentes sazonalidades, pode ser pela influência de efluentes lançados nos corpos d'agua (PIRATOBA *et al*., 2017).

2.5. O REINO FUNGI

Os fungos estão presentes em ambientes terrestres e aquáticos desempenhando importantes papéis ecológicos como patógenos de outros organismos vivos, crescendo como saprotróficos e formando relações simbióticas (PEAY; KENNEDY; TALBOT, 2016). Apesar de majoritariamente os fungos serem encontrados em ambientes terrestres, eles são encontrados crescendo em praticamente qualquer substrato, desde sedimentos marinhos (AMEND *et al*., 2019) até a epiderme de humanos (FINDLEY *et al*., 2013).

Embora tenham sido estudados pelos botânicos, os fungos são mais parecidos com os animais e, mesmo assim, possuem características (Tabela 1) suficientes para que um Reino próprio fosse estabelecido. Os fungos são eucariontes, crescem tipicamente como filamentos chamados hifas que formam o micélio ou como leveduras, são heterotróficos por absorção, sua parede celular é constituída principalmente por quitina e glucano, possuem o glicogênio como polissacarídeo de reserva, são haploides em sua maioria, se reproduzem de maneira sexuada e assexuada com a produção de esporos (ALEXOPOULOS, *et al*., 1996; WEBSTER; WEBER, 2007; DEACON, 2013; KENDRICK, 2017).

O Reino Fungi, atualmente, conta com 20 filos (*Aphelidiomycota*, *Ascomycota*, *Basidiobolomycota*, *Basidiomycota*, *Blastocladiomycota*, *Calcarisporiellomycota*, *Caulochytriomycota*, *Chytridiomycota*, *Entomophthoromycota*, *Entorrhizomycota*, *Glomeromycota*, *Kickxellomycota*, *Monoblepharomycota*, *Mortierellomycota*, *Mucoromycota*, *Neocallimastigomycota*, *Olpidiomycota*, *Rozellomycota*, *Zoopagomycota*) segundo um compilado realizado por Wijayawardene *et al*. (2020), mais o novo filo *Sanchytriomycota* descrito por Galindo *et al*. (2021).

Estimativas de riqueza utilizando técnicas com abordagens geográficas e ecológicas, por meio de dados de amostragens ambientais (considerando os esforços de amostragem), mostram estimativas de que existam cerca de 2.2 a 3.8 milhões de espécies de fungos (HAWKSWORTH; LÜCKING, 2017). No entanto, atualmente se estimam que as espécies de fungos existentes possam chegar a 6.2 milhões, e que a estimativa anterior seja um pouco conservadora (BALDRIAN *et al*., 2021).

Tabela 1 — Características que distinguem e assemelham os fungos, os animais e as plantas.

Características	**Fungo**	**Animal**	**Planta**
Nutrição	Heterotrófico (absorção)	Heterotrófico (ingestão)	Autotrófico (fotossíntese)
Parede Celular	Quitina e Glucano	Ausente	Celulose
Estado Nuclear	Haploide	Diploide	Diploide
Componentes de Reserva	Glicogênio	Glicogênio	Amido
Colesterol de Membrana	Ergosterol	Colesterol	Sitosterol

Fonte: Adaptado de Deacon (2013).

2.5.1. Filo Ascomycota

O filo Ascomycota, pertencente ao Reino Fungi, atualmente possui 29 classes, 189 ordens e 620 famílias e milhares de gêneros (WIJAYAWARDENE *et al*., 2020). O tamanho do grupo impressiona, mas a maior parte dos fungos descritos atualmente são do filo Ascomycota. Este é um grupo de fungos extremamente diverso em que o conhecimento sobre as relações dos indivíduos vem sendo melhorada ao longo dos anos, principalmente com o auxílio da biologia molecular e ferramentas de bioinformática (DEACON, 2013; WIJAYAWARDENE *et al*., 2020).

Os fungos inseridos nesse filo podem ser encontrados em ambientes aquáticos e terrestres ao longo das variações sazonais. Além disso, são encontrados na forma filamentosa ou de levedura, formando estruturas microscópicas e macroscópicas. No entanto, as estruturas macroscópicas são formadas por falsos tecidos (pletênquima), diferente das plantas e dos animais (ALEXOPOULOS, *et al*., 1996).

Os indivíduos no filo Ascomycota podem causar diversos malefícios como infecções oportunistas em humanos (AHMED *et al*., 2016), doenças em diversas culturas agrícolas (BEBBER; GURR, 2015) e podem causar infecções fúngicas em animais (SEYEDMOUSAVI *et al*., 2018). No entanto, possuem muitos benefícios, como o uso da capacidade fermentativa de suas leveduras na produção de vinhos, cervejas e massas (RECEK *et al*., 2018), além dos próprios fungos serem usados na alimentação (ex.: *Morchella*, fungo rico em ácido ascórbico, vitamina D, açúcares, aminoácidos) (TIETEL; MASAPHY, 2018), e seus metabólitos secundários serem importantes na indústria de medicamentos (OLICÓN-HERNÁNDEZ; GONZÁLEZ-LÓPEZ; ARANDA, 2017).

Além disso, os fungos do Filo Ascomycota possuem, como estruturas somáticas, micélio regularmente septado (por invaginação, da periferia para o centro da hifa), parede celular constituída principalmente de quitina, presença de poros simples nos septos, corpo de Woronin, ocorrência de tecidos falsos (pletênquima) que podem ser dispostos frouxamente e manter sua individualidade (prosênquima) ou formarem uma massa fusionada mais fortemente ligada (pseudoparênquima) (ALEXOPOULOS, *et al*., 1996).

Nos demais filos do Reino Fungi, a fusão dos núcleos (cariogamia) durante a reprodução sexuada ocorre de forma imediata após a fusão das membranas plasmáticas. No entanto, em Ascomycota e Basidiomycota, os núcleos não se fundem após a fusão das membranas plasmáticas. Dessa forma, os dois núcleos geneticamente distintos ocupam o mesmo espaço (dicariofase), até que ocorra de fato a fusão, sendo a dicariofase mais rápida em Ascomycota quando comparamos com Basidiomycota, e sendo essa uma das características que separa esses dois filos do restante do Reino Fungi (WEBSTER; WEBER, 2007).

Os fungos do filo Ascomycota podem se reproduzir de forma sexuada (teleomorfo), assexuada (anamorfos) ou possuir as duas fases reprodutivas durante o ciclo de vida (holomorfo). Além disso, durante a reprodução meiótica, os ascomicetos produzem como resultado os ascósporos, esporos de origem sexuada, marcando o fim da dicariofase. Esses esporos, são formados dentro de uma estrutura chamada asco, semelhante a um “saco”. Os ascos podem estar envoltos por uma massa pletenquimatosa chamada ascoma, sendo os principais: apotécio, peritécio, cleitotécio e ascostroma (KENDRICK, 2017).

2.5.2. Fungos Assexuados.

Os fungos assexuados (anamórficos, mitospóricos ou conidias, também antigos fungos imperfeitos), pertencem ao filo Ascomycota (raramente a Basidiomycota). Aqui não se observa a fase sexuada ou ela não existe (perdida durante a evolução do grupo). Os fungos sexuados eram separados taxonomicamente dos assexuados, que faziam parte do subfilo Deutoromycotina em oposição ao subfilo Ascomycotina. Atualmente é aceito apenas o filo Ascomycota (WIJAYAWARDENE *et al*., 2020).

Os fungos assexuados são caracterizados com base em suas estruturas reprodutivas, os **conidióforos** e células **conidiogênicas**, as quais produzem os **conídios** (esporos de origem assexuada). Originando-se diretamente das hifas, os conidióforos podem ser produzidos livremente ou em estruturas mais complexas (picnídios, acérvulos, esporodóquios ou sinêmios) (ALEXOPOULOS, *et al*., 1996).

As características que devem ser observadas atentamente para a classificação dos fungos assexuados são os conídios, célula conidiogênica, conidióforo, conidioma, tipo de conidiogênese (desenvolvimento dos conídios) e sua liberação. Além das características morfológicas, a biologia molecular é uma importante ferramenta para identificação, juntamente aos bancos de dados de sequências de DNA. Dessa forma, os fungos assexuados foram divididos em dois grandes grupos: os hifomicetos e os coelomicetos (KENDRICK, 2017). Seifert *et al*. (2011) ainda insere os blastomicetos, as leveduras que se reproduzem de forma assexuada (brotamento, gemação, fissão) e Kirk *et al*. (2008) traz os agonomicetos, nos quais os micélios são estéreis.

Os coelomicetos produzem os seus conídios em um conidioma, a exemplo do acérvulo, que se desenvolve no tecido do hospedeiro, em diferentes níveis de profundidade. Dessa forma, as hifas se agregam formando uma camada fértil e os conídios serão produzidos em grandes quantidades. Já no picnídio, o próprio fungo desenvolve uma parede (pletênquima) que vai envolver os conídios, que serão liberados por uma abertura (ostíolo) (KENDRICK, 2017).

Os hifomicetos não desenvolvem conidioma, os conídios e conidióforos são livres, podendo ser individuais (mononematosos) ou agrupados (sinematosos, esporodoquiais e estroma). Os sinêmios ou sinematosos são assim chamados quando os conidióforos estão dispostos lateralmente e acabam formando uma massa devido ao agrupamento (ELLIS, 1971; KENDRICK, 2017). Já o esporodóquio forma uma massa de hifas (estroma) de onde os conidióforos vão partir e são, geralmente, mais curtos que os sinêmios (ALEXOPOULOS, *et al*., 1996).

A criação de uma classificação artificial para fungos assexuados, através do Sistema de Classificação de Saccardo, foi uma forma inicial de classificar os fungos com base na morfologia do conídio, como forma, septação, pigmentação, agrupamentos dos conidióforos, e modos de dispersão, sendo os conídios divididos em: amerósporos, alantósporos, didimósporos, fragmósporos, dictiósporos, escolecósporos e estaurósporos (ALEXOPOULOS, *et al*., 1996; SEIFERT *et al*., 2011).

Quando o conídio é liberado, a secessão (separação) pode ocorrer de duas formas: a secessão esquizolítica, quando o septo que separa o conídio da célula conidiogênica, se rompe, liberando assim o conídio, e a secessão rexolítica, em que ocorre a formação de dois septos, o primeiro abaixo do conídio e o segundo, logo abaixo do primeiro, formando uma célula "espaçadora", que será rompida, liberando o conídio (WEBSTER; WEBER, 2007).

Além da morfologia do conídio e a secessão, a forma como ele se desenvolve também é muito importante. Por consequência, a conidiogênese também é utilizada para a classificação e identificação dos fungos. São duas as formas básicas de conidiogênese: blástica, quando o conídio é reconhecido ainda jovem, antes da formação do septo que vai separá-lo da célula conidiogênica, e tálica, quando a formação do septo ocorre antes da diferenciação do conídio (KENDRICK, 2017).

Na conidiogênese blástica, a parede celular contribui para a formação do conídio, e podemos dividir em dois tipos. Holoblástica, quando todas as camadas da parede, interna e externa, contribuem para a formação do conídio. Quando formados em apenas um ponto da célula conidiogênica, esta é chamada de monoblástica, e em mais de um ponto de poliblástica (os conídios se formam independentemente, mas também sincronizados, denominado poliblástico sincronizado). Enquanto na formação enteroblástica, apenas a camada interna da parede participa da formação do conídio, podendo ser dividida em trética, produzindo conídios através de poros, subdivididos em monotréticas, com apenas um ponto de produção de conídio e politréticas quando em mais de um ponto (ELLIS, 1971).

Além da forma trética, também é conhecida a forma fialídica, quando os conídios são produzidos por uma célula conidiogênica especializada denominada de fiálide. Essa fiálide pode ser caracterizada em monofialídica, quando há apenas um ponto de liberação de conidios e polifialídica, quando há mais de um (ELLIS, 1971). A forma anelídica é observada quando, a cada conídio que é produzido e liberado, a camada interna da parede vai deixando resquícios anelares, formando uma região chamada de zona anelídica (WEBSTER; WEBER, 2007). Quando a célula conidiogênica, em algumas ocasiões, vai ficando menor devido à incorporação

de sua parede durante a formação do conídio, é denominada de retrogressiva (SEIFERT *et al*., 2011).

Quando os conídios são produzidos em sequência, um atrás do outro, a célula conidiogênica pode se expandir após a formação de cada conídio, sendo esta denominada percorrente, característico de formações anelídicas. No entanto, quando um novo ponto de formação de conídio surge, para um dos lados atrás de um ponto já existente, denominamos simpodial, que geralmente formam cicatrizes, chamadas dentículos (SEIFERT *et al*., 2011).

Já a conidiogênese tálica pode ser dividida em: tálico-ártrica, quando ocorre a formação regular de septos duplos, que possuem uma secessão esquizolítica, formando os artroconidios. E também temos a alternada-ártrica, semelhante à anterior, porém algumas células intercalares sofrem degeneração liberando rexoliticamente os conídios. Por fim, o conídio tálico-solitário, em que a parte terminal da hifa dá origem a um único conídio (KENDRICK, 2017).

Existem também alguns aspectos fundamentais sobre a ordem de formação de cadeias de conídio durante a conidiogênese, dividida em três ordens. As basípetas, quando o conídio mais novo está na base da cadeia, junto à célula conidiogênica, e o conídio mais velho está localizado no ápice da cadeia. Já as acrópetas são o inverso da anterior, onde o conídio mais novo é encontrado no ápice da cadeia, enquanto o mais velho está na base. E também temos os ramoconídios, que são aqueles conídios maiores que os subsequentes, localizados na base e em pontos de ramificação, com uma cicatriz na base e duas ou mais na região apical (SEIFERT *et al*., 2011).

As hifas vegetativas se diferenciam dos conidióforos, que possuem as células conidiogênicas que vão originar os conídios. Quando o conidióforo é morfologicamente semelhante à hifa, podemos nos referir a eles como micronematoso. Ao contrário, quando é observável uma diferença morfológica entre a hifa vegetativa e o conidióforo, denominamos de macronematoso. No entanto, em alguns casos, o conidióforo se diferencia sutilmente na hifa, e pode ser denominado como semi-micronematoso. Além disso, quando ocorre ramificações exclusivamente na região apical do conidóforo, chamamos acroáuxico, e quando o conídio terminal determina o tamanho da célula conidiogênica, chamamos determinados (ELLIS, 1971).

2.5.3. Hifomicetos Aquáticos.

Hifomicetos aquáticos são também conhecidos como fungos Ingoldianos em homenagem ao Prof. Dr. Cecil Terence Ingold, micologista pioneiro nos estudos desse grupo e que descobriu o habitat desses fungos. Eles ocorrem, geralmente, em material vegetal em processo de decomposição e formam, em ambiente submerso, predominantemente conídios tetrarradiados e sigmoides. As várias espécies descritas foram identificadas com base em suas características morfológicas e de desenvolvimento, apesar das dificuldades de identificação (BÄRLOCHER, 1992).

Além dos hifomicetos aquáticos ou Ingoldianos, temos outros tipos como os fungos que crescem de forma vegetativa no substrato submerso e, quando o substrato entra em contato com o ar atmosférico, realizam a esporulação e produzem os conídios, denominados aero-aquáticos. No entanto, alguns fungos terrestres podem crescer vegetativamente e esporular na água, e o conídio produzido flutuar até a superfície, mas os fungos aero-aquáticos somente irão esporular quando em contato com o ar atmosférico (BEVERWIJK, 1951; FISHER, 1977).

Os fungos aquáticos facultativos também crescem no folhedo submerso. Algumas espécies podem ser esporádicas em condições submersas, e podem ter uma maior esporulação quando não estão mais em tais condições. Além disso, podem ser dispersos pelo ar, por isso são chamados de facultativos, principalmente quando comparamos esses fungos aos Ingoldianos. Hifomicetos terrestres-aquáticos são definidos como fungos conidiais isolados de gotas de chuvas associadas a partes de plantas terrestres intactas (e.g. superfícies de folhas) ou água acumulada em cavidades de galhos intactos. Este grupo produz estaurosporos em conidióforos micronematosos, geralmente são hialinos, mas algumas espécies demaciácias são registradas (GOH; HYDE, 1996).

Os hifomicetos possuem grande importância ecológica, já que estão associados à decomposição de matéria orgânica, aumentando a palatabilidade do material e funcionando como um intermediário entre a matéria orgânica e os detritívoros. Dessa forma, águas turbulentas, bem aeradas e não poluídas são o habitat ideal para esses fungos (BÄRLOCHER, 1992), apesar de haver registros em ambientes lênticos (SILVA; CASTAÑEDA-RUIZ; MALOSSO, 2019) e poluídos (KRAUSS *et al*., 2003). Devido às características únicas de seus conídios, a identificação pode ser realizada baseada apenas na sua morfologia. (DIX; WEBSTER, 1995).

A distribuição geográfica de hifomicetos está muito associada à especificidade das espécies que compõe esse grupo artificial (DUARTE, 2012), mas ainda são necessários mais estudos. Devido à quantidade de informação que ainda deve ser explorada a respeito dos hifomicetos

aquáticos, para que os padrões de dinâmica e diversidade possam ser entendidos, estudos relacionados a condições ambientais e levantamentos desses fungos em diferentes habitats precisam ser realizados (DUARTE, 2016).

2.6. ESTUDOS ECOLÓGICOS DE HIFOMICETOS AQUÁTICOS NO BRASIL

Diversos levantamentos de hifomicetos aquáticos foram realizados no Brasil, mas iremos enfatizar os estudos ecológicos realizados em diversos estados do país. Dentre eles, podemos citar o trabalho realizado no Parque Estadual das Fontes do Ipiranga (SP), onde os autores compararam a ocorrência de hifomicetos aquáticos em diferentes sazonalidades e níveis de eutrofização. Neste trabalho, os autores afirmaram que a comunidade de hifomicetos foi influenciada pelo nível trófico do ambiente, que foi responsável pela grande variação das variáveis abióticas (SCHOENLEIN-CRUSIUS; MOREIRA; BICUDO, 2009).

Alguns estudos foram realizados com o intuito de documentação histórica, como os realizados no Parque Municipal do Ibirapuera (SP), no Parque da Aclimação (SP) e Parque Estadual da Ilha do Cardoso (SP). Nestes estudos foram realizados levantamentos de dados abióticos dos corpos d'água, bem como a análise de sua interação com riqueza de hifomicetos aquáticos encontrados em folhedo misto submerso. Isso permitiu que a qualidade da água fosse determinada, dando suporte à afirmação de que um ambiente menos poluído possui uma maior diversidade (SCHOENLEIN-CRUSIUS *et al*., 2014; SCHOENLEIN-CRUSIUS; MOREIRA; GOMES, 2015; MORO; SCHOENLEIN-CRUSIUS, 2020).

Assim como as folhas servem como substrato para os fungos se desenvolverem, as plantas podem produzir substâncias químicas que podem inibir o crescimento fúngico. Dessa forma, Sales *et al*. (2015) compararam as características químicas das folhas e as variáveis abióticas dos corpos d'água com a presença ou ausência dos hifomicetos durante a decomposição. Eles observaram uma baixa riqueza, que pode estar relacionada à vegetação do Cerrado, que é difícil de degradar e pouco palatável.

A riqueza de hifomicetos aquáticos também foi observada após a reabertura do córrego Pirarungaua no Jardim Botânico de São Paulo (SCHOENLEIN-CRUSIUS *et al*., 2016). Neste estudo foi verificado se os fatores abióticos, de alguma forma, limitam a riqueza de fungos; uma análise que se repete nos trabalhos, trazendo resultados e discussões enriquecedoras (SCHOENLEIN-CRUSIUS; MOREIRA; GOMES, 2018). Até mesmo o tempo de condicionamento do folhedo foi avaliado quanto à sua influência em comunidades de

hifomicetos aquáticos. Neste caso, por meio da análise de escalonamento multidimensional não métrico, foi possível demonstrar que a comunidade de hifomicetos formava agrupamentos nos diferentes períodos de condicionamento (CASOTTI *et al*., 2019).

Além de estudos com folhedo misto, nos quais são feitas coletas aleatórias das folhas presentes em campo, estudos com determinadas espécies de vegetais também foram realizados, a exemplo do estudo realizado por Fiuza *et al*. (2019), onde foi avaliada a relação de *Calophyllum brasiliense* Cambess. com as comunidades de hifomicetos aquáticos. Assim como, um estudo com uma planta invasora foi realizado por Biasi *et al*. (2020), para verificar se e como a comunidade fúngica seria alterada por *Hovenia dulcis* Thunb. quando comparada com folhedo misto de plantas nativas. Neste estudo, a diversidade da comunidade não mudou significativamente entre os tipos de folhedo, mas as taxas de decomposição foliar da planta invasora foram mais altas.

As diferentes categorias de corpos d'água também têm sua importância na estruturação de comunidades de hifomicetos aquáticos. Dessa forma, a comparação das comunidades de lagoas e de riachos tem grande importância para verificar como a dinâmica desses grupos fúngicos podem ou não mudar em função dos corpos d'água em que eles se desenvolvem. Um trabalho realizado em uma lagoa e um riacho em Pernambuco demonstrou não haver diferença da comunidade de hifomicetos entre os diferentes tipos de corpos d'água, como se esperava (SILVA; CASTAÑEDA-RUIZ; MALOSSO, 2019). No entanto, a observação da dinâmica das comunidades em corpos d'agua de mesmo tipo é importante, como no estudo realizado em duas lagoas no Pará (CANTO *et al*., 2020), em diferentes riachos (BREDA *et al*., 2021) e até mesmo entre diferentes ecoregiões (RAMOS; GRAÇA; FERREIRA, 2021).

É valido ressaltar a importância de se observar o comportamento da estrutura das comunidades de fungos diante das variáveis abióticas dos corpos d'agua. Dessa forma, Oliveira (2016) buscou relacionar a riqueza e diversidade de comunidades de hifomicetos em folhedo submerso em áreas de Mata Atlântica com parâmetros abióticos da água, onde a variação físico-química das coletas entre as áreas está relacionada à mudança na comunidade de fungos observada. No entanto, associar faixas especificas de temperatura, oxigênio dissolvido ou condutividade elétrica à ocorrência de um determinado táxon ainda é bastante difícil e requer mais estudos.

Por fim, com o intuito de ampliar o conhecimento a respeito dos hifomicetos em folhedo submerso e sua relação com a qualidade da água, Nascimento *et al*. (2021) observou que fatores como altitude, temperatura e pluviosidade são responsáveis por influenciar a saturação de

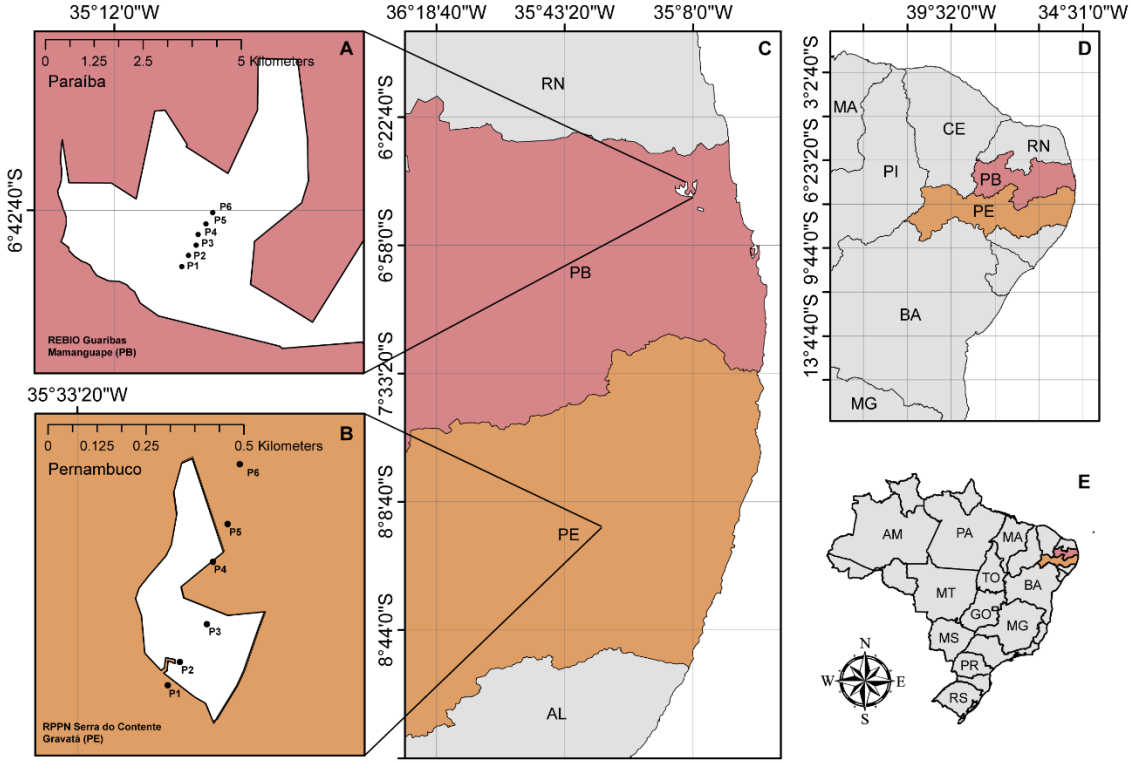
oxigênio na água. Como a variação nas taxas de oxigênio na água tem relação com a variação na estrutura da comunidade de fungos, se verifica uma ligação desta com as demais variáveis.

3 MATERIAIS E MÉTODOS

3.1. ÁREA DE COLETA

O estudo foi realizado em duas áreas (Figura 5). A primeira é uma Unidade de Uso Sustentável denominada Reserva Particular do Patrimônio Natural (RPPN) Serra do Contente (8°15'38.6"S 35°33'04.7"W), criada em 2009 (Portaria 68 – DOU 156 de 17/08/2009, seção 1, pág. 87).

Figura 5 — Local do estudo em dois riachos no Nordeste brasileiro. (A) REBIO Guaribas, no município de Mamanguape (PB) e pontos de coleta. (B) RPPN Serra do Contente, no município de Gravatá (PE) e pontos de coleta. (C) Estados da Paraíba e Pernambuco e as respectivas unidades de conservação. (D) Localização geográfica dos estados onde as coletas foram realizadas. (E) Mapa do Brasil.



Fonte: Silva, M. J. S. (2021).

A RPPN Serra do Contente trata-se de uma reserva particular sem fins lucrativos cujo objetivo é conservar a diversidade biológica e onde é permitida a pesquisa científica. A área é entrecortada por lagos e cachoeiras, localizada no município de Gravatá, a 84 km da cidade do Recife.

A segunda área é uma Unidade de Proteção Integral denominada Reserva Biológica Guaribas, sendo uma área destinada à preservação da diversidade biológica. Esta UC foi criada a partir do decreto nº 98.884, de 25 de janeiro de 1990 como Reserva Biológica (REBIO) Guaribas, localizada nos municípios de Mamanguape e Rio Tinto, estado da Paraíba, a cerca de 50 km ao norte de João Pessoa.

De acordo com os dados do MMA/IBAMA (2003), a reserva possui 4.029 ha e é composta por três áreas distintas (SEMA 1 - 06º39’47 e 06º42’57" S 41º06’46" e 41º08’00” O; SEMA 2 - 06º40’40" e 06º44’59" S 41º12’47" e 41º07’11” O; SEMA 3 - 06º47’32" e 06º48’36" S 41º06’32" e 41º45’02” O), dentre as quais o SEMA 2 foi selecionada para realização das coletas.

3.2. COLETA DO FOLHEDO SUBMERSO

Foram realizadas quatro coletas de folhas submersas em decomposição, em seis pontos definidos na REBIO Guaribas (Figuras 6) durante o período de novembro/2020 a novembro/2021 e duas coletas na RPPN Serra do Contente (Figuras 7) em novembro/2020 e março/2021. Por motivos de força maior, o acesso a área da RPPN foi negado após a segunda coleta. Dessa forma, foram analisadas 12 amostras por coleta, totalizando 36 amostras no estudo. Em cada ponto foram coletadas em torno de 10 folhas submersas. Foi seguido o método descrito por Ingold (1975) para coleta de folhas submersas e isolamento de hifomicetos de ambientes aquáticos.

As folhas submersas coletadas foram armazenadas com um pouco de água do local em potes de vidro com tampa, previamente esterilizados, e levadas para o Laboratório de Hifomicetos de Folhedo do Departamento de Micologia/Centro de Biociências na Universidade Federal de Pernambuco, onde os potes foram abertos para manutenção da aeração nas amostras para posterior processamento, no dia seguinte à realização da coleta.

Figura 6 — Pontos de coleta na Reserva Biológica (REBIO) Guaribas. De (a) a (f), pontos de 1 a 6, respectivamente.

Fonte: Silva, M. J. S. (2021).

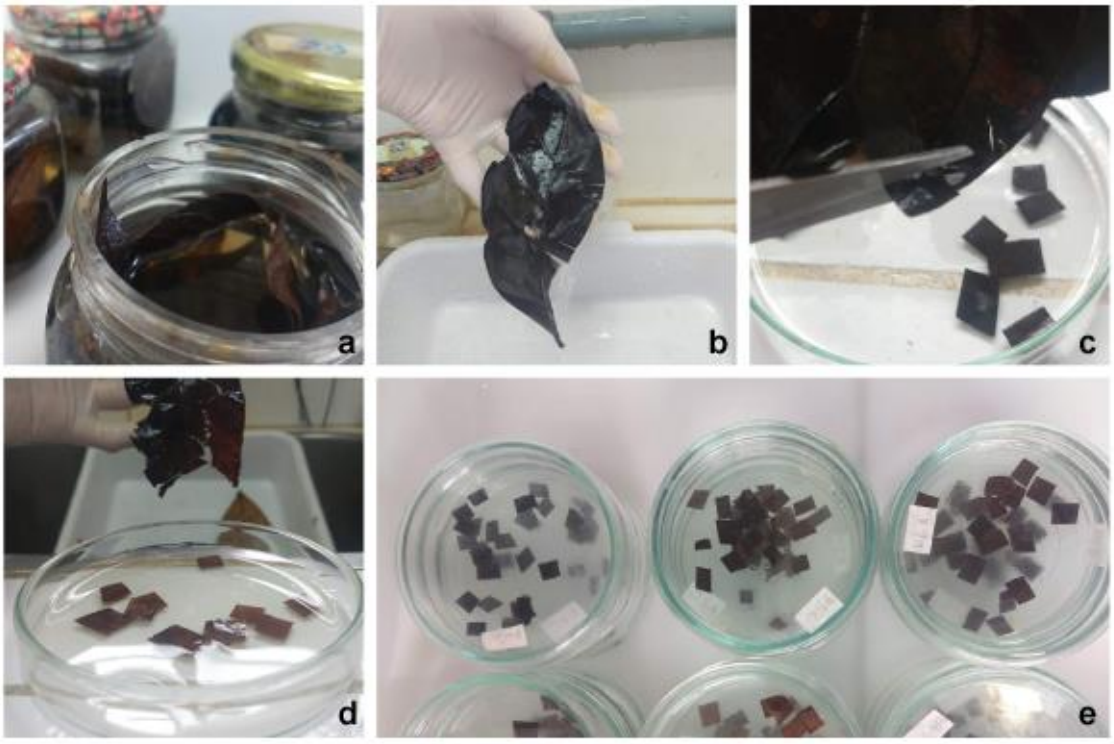
Figura 7 — Pontos de coleta na Reserva Particular do Patrimônio Natural (RPPN) Serra do Contente. De (a) a (f), pontos de 1 a 6, respectivamente.

Fonte: Silva, M. J. S. (2021).

3.3. PROCESSAMENTO DAS AMOSTRAS, PREPARAÇÃO DE LÂMINAS E IDENTIFICAÇÃO DOS HIFOMICETOS AQUÁTICOS

As folhas foram lavadas em água corrente, eliminando ao máximo o excesso de sedimentos e outros detritos do local (INGOLD, 1975). Em seguida, as folhas foram cortadas em fragmentos de 1 cm² (40 fragmentos) distribuídos igualmente em 4 Placas de Petri (10 fragmentos em cada placa) para cada ponto de coleta (MALOSSO, 1999) e incubadas em Placas de Petri com água destilada esterilizada e mantidas em temperatura ambiente por um período entre 4 e 5 dias (Figura 8). Nos dias subsequentes foram feitas trocas da água das placas, com a finalidade de melhorar a aeração e diminuir a proliferação de detritívoros e bactérias (SCHOENLEIN-CRUSIUS; MILANEZ, 1989; MALOSSO, 1999; SILVA; CASTAÑEDA-RUIZ; MALOSSO, 2019).

Figura 8 — (a) Frascos de vidro com as folhas coletadas e água do local de coleta. (b) Lavagem das folhas com água corrente de maneira delicada. (c) Cortes dos fragmentos com tamanhos de 1 cm x 1 cm. (d) Acondicionamento dos fragmentos em placas de Petri com água destilada autoclavada. (e) Fragmentos incubados para posterior observação.

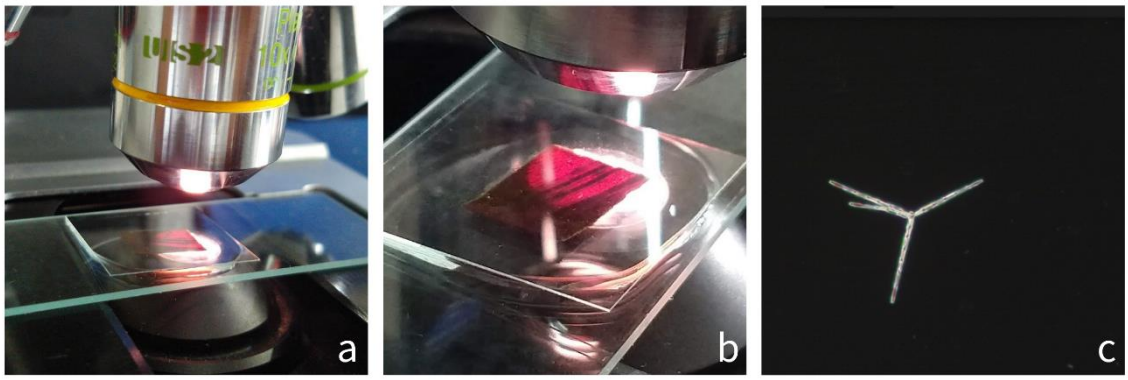


Fonte: Silva, M. J. S. (2021).

Os fragmentos de folhas foram montados em lâminas com água destilada, com auxílio de uma pinça, e foram levados ao microscópio de luz com contraste de fase para observação de estruturas fúngicas como hifas, conidióforos e conídios, necessários para identificação morfológica do fungo. Ao serem visualizadas, as estruturas foram mensuradas e desenhadas ou fotografadas (Figura 9).

Para a identificação dos fungos foram consultadas literaturas especializadas, utilizando-se das características morfológicas (NILSSON, 1964; MATSUSHIMA, 1971; MATSUSHIMA, 1975; INGOLD, 1975; ELLIS, 1971; MARVANOVÁ, 1997; SEIFERT *et al*., 2011). Após confirmação da presença de estruturas reprodutivas dos fungos nas folhas, foram confeccionadas lâminas semipermanentes, com a substituição da água por ácido lático no material e seladas com esmalte incolor (FIUZA; GUSMÃO, 2013), e permanentes, utilizando a resina PVLG - álcool polivinílico acrescido de lactofenol e glicerina (MOREIRA; SCHOENLEIN-CRUSIUS, 2012).

Figura 9 - Fragmento da folha montado em lâmina e lamínula com água destilada (a-b). Registro fotográfico de estrutura observada (c).



Fonte: Silva, M. J. S. (2021).

3.4. ANÁLISE DE FATORES FÍSICO-QUÍMICOS DA ÁGUA

3.4.1. Temperatura

A temperatura da água foi aferida no local, com termômetro digital. A ponta do termômetro foi colocada no curso de água por 3 minutos e, logo em seguida, foi feita a leitura.

3.4.2. Condutividade elétrica e pH

Em cada ponto foram coletadas amostras de água em garrafas plásticas de 500 ml previamente higienizadas, sendo conduzidas ao laboratório para aferição da condutividade elétrica e pH, em alíquotas de 50 ml, em condutivímetro de bancada QUIMIS®, modelo Q795A2 e pHmetro de bancada QUIMIS®, modelo Q400AS.

3.4.3. Oxigênio dissolvido

O oxigênio dissolvido foi determinado pelo método de Winkler modificado (Golterman, 1969). Na coleta, vidros âmbar (± 300 mL) foram enchidos de água lentamente sem formar bolhas, adicionados 2 ml de sulfato manganoso ($MnSO_4$) e 2 ml de azida sódica. Em seguida, os vidros foram fechados, agitados lentamente por inversão e guardados em local escuro.

No laboratório foram adicionados 4 ml de ácido orto-fosfórico (H_3PO_4), depois os frascos foram fechados, agitados lentamente e guardados em local escuro por no mínimo 30 minutos. Em seguida foram retirados 100 ml da água contida nos frascos âmbares, colocados em um Erlenmeyer e titulados com solução de tiossulfato de sódio 0,0125N ($Na_2S_2O_3$) até obter coloração amarelo-claro; adicionado 2 ml de solução de amido e titulados com solução de tiossulfato de sódio 0,0125 N até viragem para incolor.

Cálculos:

(i) $mgO_2/l = B \times N \times 8 \times 1000 / Vc$ - (B= volume de tiossulfato gasto na titulação, N=normalidade do tiossulfato, 8= equivalente-grama do oxigênio e Vc= volume corrigido de cada amostra); (ii) $Vc = (C\text{-}4/C) \times V0$ - (C= capacidade do frasco, V0= alíquota empregada na titulação e 4= o volume de reagentes adicionados à amostra, ou seja, sulfato manganoso e azida).

3.5. DADOS PLUVIOMÉTRICOS

Os dados de pluviosidade da área de Gravatá (PE) foram obtidos por meio da Agência Pernambucana de Águas e Climas (APAC) (https://www.apac.pe.gov.br/). Assim como, os dados do município de Mamanguape (PB) foram obtidos por meio da Agência Executiva de Gestão das Águas (APAC) (http://www.aesa.pb.gov.br/aesa-website/).

3.6. ANÁLISE ESTATÍSTICA

Para a análise das comunidades de hifomicetos, foi contabilizada a presença de cada táxon (ocorrência) em cada fragmento, independentemente do número de conídios/conidióforos observados. Desta maneira, em cada fragmento, uma espécie só foi contabilizada uma única vez.

Curvas de acumulação de táxons e o estimador de riqueza foram empregados através do pacote "*iNEXT*" (HSIEH *et al*., 2016) para extrapolar e interpolar curvas de rarefação visando comparar a riqueza de diferentes locais.

Ocorrência de hifomicetos, riqueza (S), diversidade (índice de Shannon-Wiener – H' em log*e*), Equitabilidade (índice de Pielou – J') e Dominância de Berger-Parker (d), foram calculadas para cada área e coletas usando o pacote "*vegan*" do programa R versão 4.02 (OKSANEN *et al*., 2020). Gráficos de frequência de ocorrência e relativa também foram construídos com base nos dados obtidos.

O pacote "*indicspecies*" (CÁCERES; LEGENDRE, 2009) foi utilizado para investigação de possíveis espécies indicadoras de grupos pré-estabelecidos. Espécies indicadoras podem fazer com que características de um grupo específico possam ser melhor observadas, devido a presença de uma espécie indicadora já conhecida de áreas antropizadas ou naturais por exemplo.

Os dados da comunidade de hifomicetos foram ordenados usando a Análise de Componentes Principais (ACP) (PCA – *Principal Analisys Component*) para comparar a estrutura das comunidades de hifomicetos entre as reservas, seus respectivos locais de coletas e o possível efeito de mais de um fator (áreas, períodos de coletas, variáveis abióticas) nos padrões de agrupamento. Estas análises foram realizadas com auxílio do pacote "*factoextra*" (KASSAMBARA; MUNDT, 2017).

Para comparar a similaridade entre os locais de coleta para cada área, separadamente, foi aplicada a análise de similaridade de Sørensen/Dice para as coletas, utilizando o programa Past (HAMMER; HARPER; RYAN, 2001).

Os dados das variáveis abióticas de cada área, separadamente, foram submetidos ao teste de normalidade de Shapiro-Wilk, e caso os dados fossem normais, seriam submetidos a análise de variância (ANOVA) e as médias comparadas a *posteriori* usando o teste de Tukey ($p<0,05$). Como os dados não apresentaram normalidade da variância para a aplicação de um teste paramétrico, foi utilizado o teste de Kruskal-Wallis. As diferenças entre as coletas foram avaliadas par a par pelo teste de comparação múltipla de Dunn. Foi feita a correção de Bonferroni para os valores de significância limites. Essas análises univariadas foram realizadas

com auxílio dos pacotes "*dplyr*" (WICKHAM; FRANÇOIS; HENRY, 2020) e "*rstatix*" (KASSAMBRA, 2019).

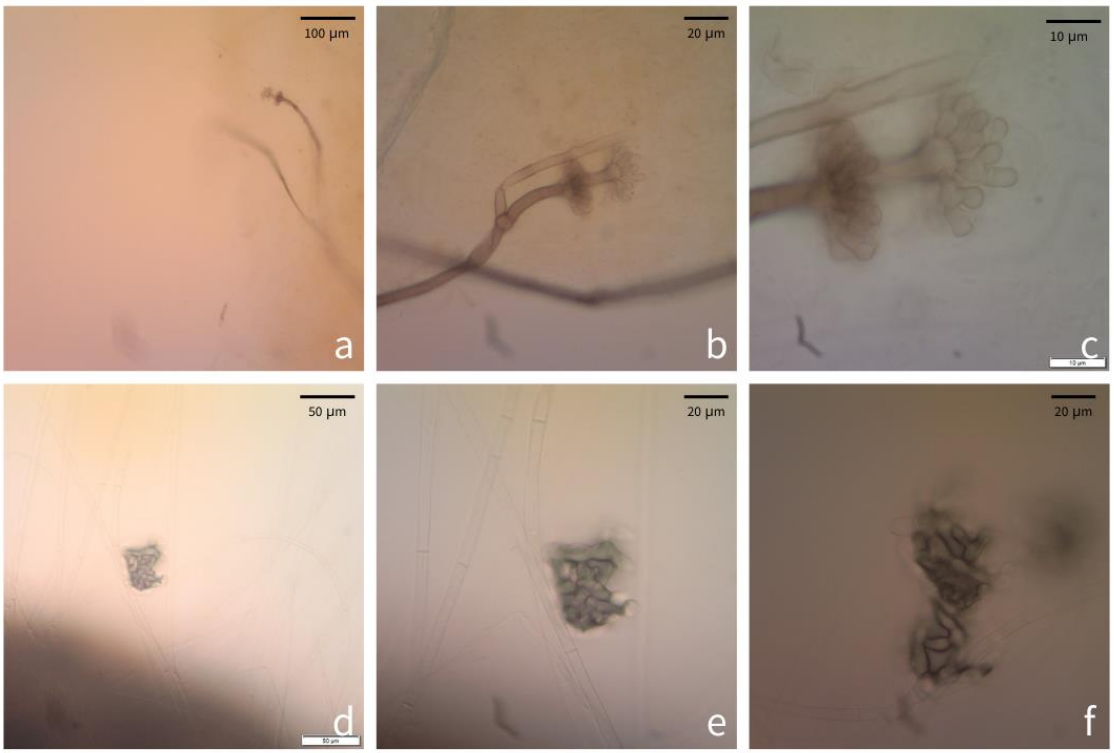
Para verificar quais fatores abióticos, entre os analisados (Temperatura, pH, Oxigênio Dissolvido e Condutividade Elétrica), possui alguma correlação com a ocorrência de fungos, foi realizada a análise de correlação. Neste teste foram correlacionados os fatores abióticos com a ocorrência da comunidade de hifomicetos e para a realização do teste estatístico foi usado o pacote "*tidyverse*" (WICKHAM *et al*., 2019). Todos os pacotes citados anteriormente foram utilizados com auxilio do programa R (TEAM, *et al*., 2013).

4 RESULTADOS

4.1. DIVERSIDADE DE HIFOMICETOS

Nos 1.440 fragmentos analisados foram identificados 24 táxons (Tabela 2), sendo 12 identificados em nível de espécie, 10 em nível de gênero e 2 morfotipos (Figura 10). A riqueza de hifomicetos variou entre as coletas e entre as áreas: 15 espécies (ago. 2021) a 4 (nov. 2021) na REBIO Guaribas e 5 (mar. 2021) a 8 (nov. 2020) na RPPN Serra do Contente. *Xylomyces acerosisporus* M.S. Oliveira, Malosso & R.F. Castañeda, foi registrada em todas as coletas de ambas as áreas de estudo, seguida por *Flagellospora* sp. que foi registrada em todas as coletas, com exceção de uma (mar. 2021) na RPPN Serra do Contente.

Figura 10 — Hifomicetos que não foram identificados. (a-c) morfotipo 1 e (d-f) morfotipo 2.



Fonte: Silva, M. J. S. (2021).

Algumas das espécies foram registradas apenas em uma das coletas, como *Dactylella* sp. que foi observada apenas na primeira coleta (nov. 2020) na RPPN Serra do Contente e o Morfotipo 2 apenas na segunda coleta também na RPPN Serra do Contente. *Pestalotiopsis* sp. foi registrada apenas na quarta coleta (nov. 2021) na REBIO Guaribas, *Asteridiella* sp.,

Beltraniopsis sp., *Lemonniera aquatica* De Wild, *Mycoleptodiscus* sp., *Periconiella* sp., *Rhinocladiella cristaspora* Matsush., *Triscelophorus acuminatus* Nawawi, *Xylomyces acerosisporus* e *Xylomyces punctatus* Goh, W.H. Ho, K.D. Hyde & C.K.M. Tsui foram registrados exclusivamente na terceira coleta (ago. 2021) na REBIO Guaribas. *Curvularia lunata* (Wakker) Boedijn, *Flabellospora acuminata* Descals e Morfotipo 1 registrados apenas na primeira coleta (nov. 2020) na REBIO Guaribas, enquanto a segunda coleta não possui nenhum registro exclusivo.

Tabela 2 — Ocorrência de hifomicetos de folhedo submerso por área, e (●) presença por coleta, em seis coletas, quatro na REBIO Guaribas em Mamanguape (PB) e duas coletas na RPPN Serra do Contente, Gravatá (PE).

Táxons	**REBIO**					**RPPN**			**Total Global**
	nov. 2020	**mar. 2021**	**ago. 2021**	**nov. 2021**	**Total**	**nov. 2020**	**mar. 2021**	**Total**	
Dothideomycetes									
Xylomyces acerosisporus M.S. Oliveira, Malosso & R.F. Castañeda	●	●	●	●	67	●	●	30	97
Xylomyces foliicola W.B. Kendr. & R.F. Castañeda	●		●		6		●	1	7
Xylomyces punctatus Goh, W.H. Ho, K.D. Hyde & C.K.M. Tsui			●		1			0	1
Periconiella sp.			●		2			0	2
Curvularia lunata (Wakker) Boedijn	●				1			0	1
Curvularia sp.	●	●			6		●	3	9
Sordariomycetes									
Beltrania rhombica Penz.	●	●			15	●		2	17
Endophragmiella sp.	●	●	●		18	●		11	29
Mycoleptodiscus sp.			●		4			0	4
Asteridiella sp.			●		4			0	4
Pestalotiopsis sp.				●	1			0	1
Zygosporium sp.			●		1	●		1	2
Incertae sedis									
Atrosetaphiale flagelliformis Matsush.	●		●		4	●		1	5
Beltraniopsis sp.			●		2			0	2
Blodgettia indica	●	●			2	●	●	14	16
Flabellospora acuminata Descals	●				1			0	1

Fonte: Silva, M. J. S. (2021).

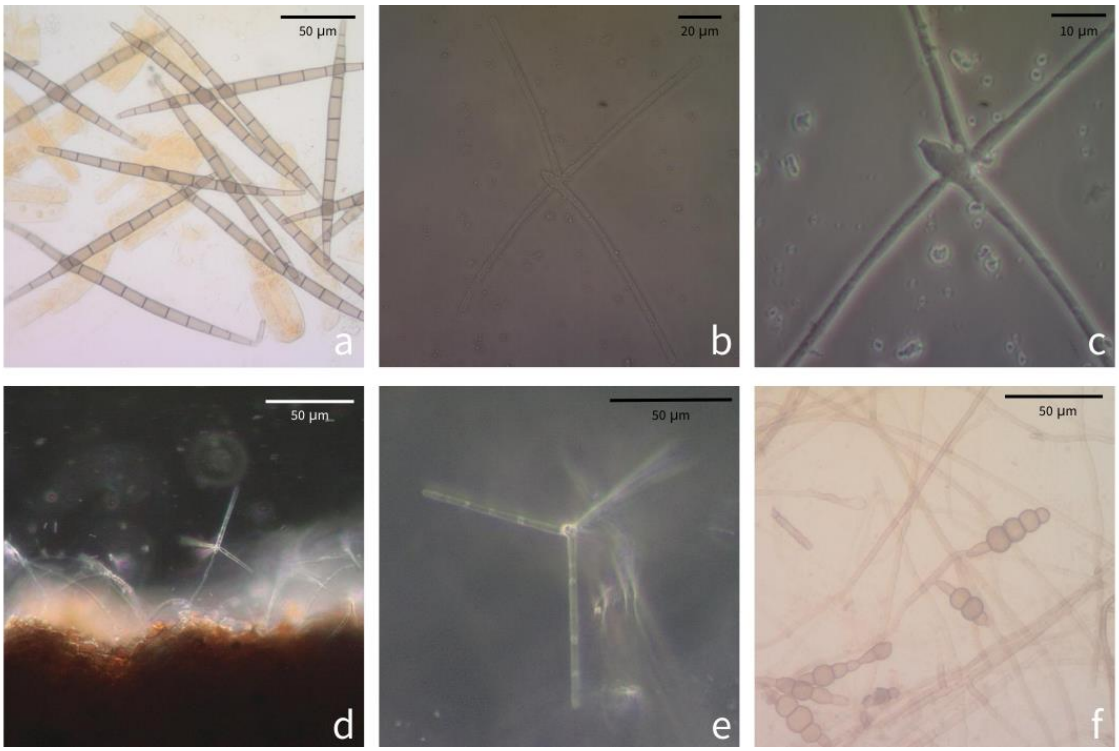
Tabela 2 — Continuação...

Triscelophorus acuminatus Nawawi				●		20			0	20
Triscelophorus monosporus Ingold	●			●	●	12			0	12
Leotiomycetes										
Lemonniera aquatica De Wild.				●		1			0	1
Flagellospora sp.	●	●	●	●		25	●		3	28
Eurotiomycetes										
Rhinocladiella cristaspora Matsush.				●		1			0	1
Orbiliomycetes										
Dactylella sp.						0	●		3	3
Morfotipo 1	●					1			0	1
Morfotipo 2						0		●	1	1

Fonte: Silva, M. J. S. (2021).

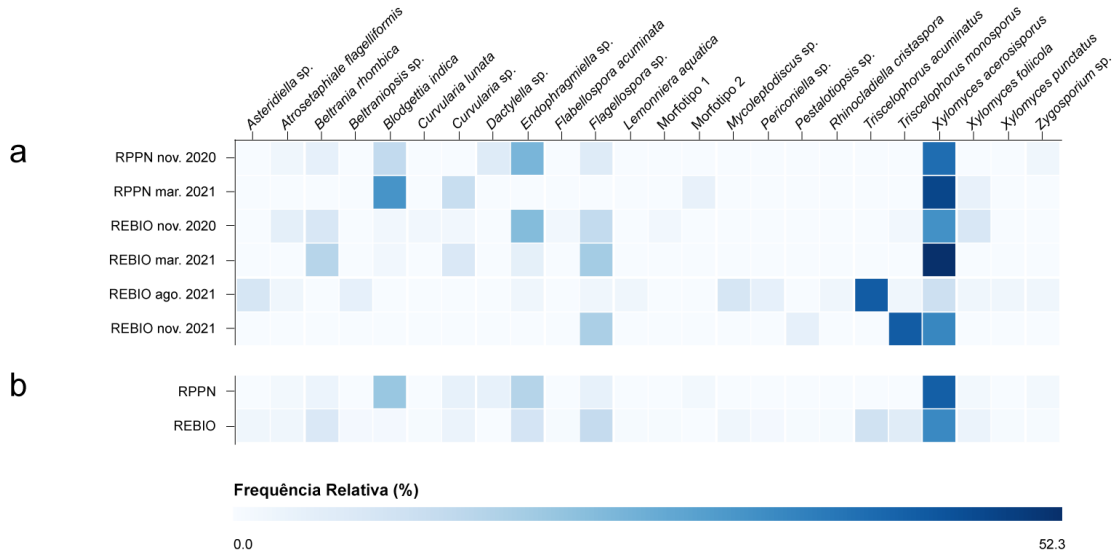
Dentre as espécies observadas, por coleta, *Xylomyces acerosisporus* teve a maior frequência relativa, com 52,31% (mar. 2021), *Triscelophorus acuminatus* e *T. monosporus* com 43,48% (ago. e nov. 2021, respectivamente) ambas na REBIO Guaribas. Já *Blodgettia indica* foi registrada com uma frequência relativa de 32% (mar. 2021) na RPPN Serra do Contente. Com relação às áreas de estudo, *Xylomyces acerosisporus* foi a espécie com a maior frequência relativa para a RPPN Serra do Contente e REBIO Guaribas, 42,86% e 34,36% respectivamente, seguida *por Blodgettia indica* na RPPN Serra do Contente com 20% (Figura 11 e 12).

Figura 11 — Hifomicetos de folhedo submerso mais frequentes durante as coletas. (a) *Xylomyces acerosisporus* (b-c) *Triscelophorus monosporus* (d-e) *Triscelophorus acuminatus* (f) *Blodgettia indica.*



Fonte: Silva, M. J. S. (2021).

Figura 12 — Frequência relativa dos táxons observados na REBIO Guaribas em Mamanguape (PB) e na RPPN Serra do Contente, Gravatá (PE), (a) por coletas e a (b) frequência relativa de ambas áreas.

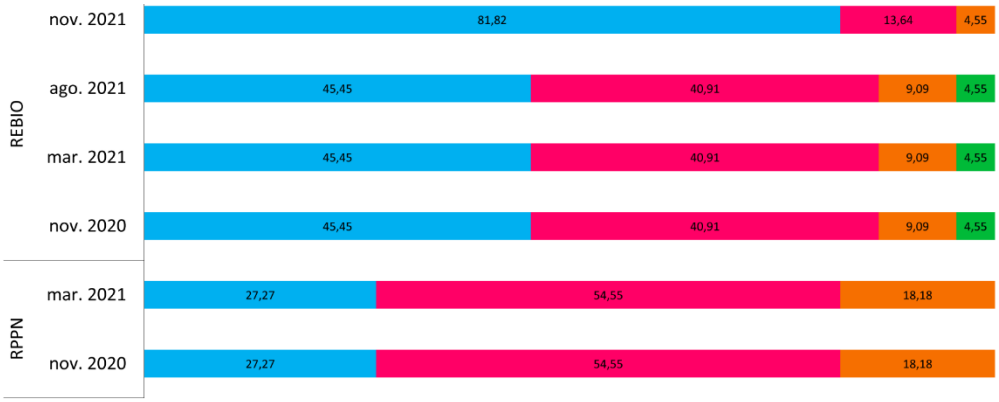


Fonte: Silva, M. J. S. (2021).

A frequência de ocorrência nos permitiu observar que apenas nas três primeiras coletas na REBIO Guaribas foram registrados táxons classificados como “muito frequente”. Esses táxons

representam 4,55% dos táxons observados nessas coletas. A última coleta na REBIO Guaribas teve 81,82% dos seus táxons classificados como “esporádico” e nenhum registro de espécies “muito frequente”. Nas coletas na RPPN Serra do Contente também não foram registrados táxons classificados como “muito frequente”, e 54,55% dos seus táxons foram classificados como “pouco frequente” (Figura 13).

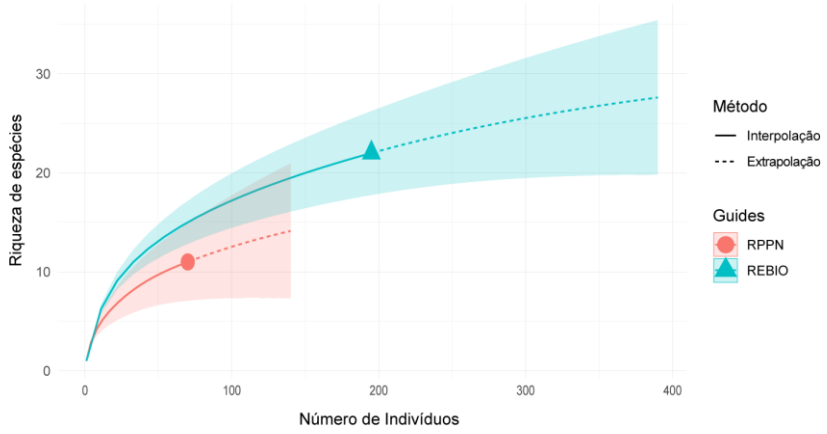
Figura 13 — Frequência de ocorrência para as coletas na REBIO Guaribas em Mamanguape (PB) e na RPPN Serra do Contente, Gravatá (PE).



Fonte: Silva, M. J. S. (2021).

A curva de acumulação para as áreas de coleta mostrou que o esforço amostral não foi suficiente para revelar a riqueza total. A riqueza estimada para a REBIO Guaribas em Mamanguape (PB) foi de 27 espécies, e o esforço amostral nos permitiu recuperar 81% dessa riqueza. Bem como, na RPPN Serra do Contente, a riqueza estimada foi de 14 espécies, e o esforço amostral nos permitiu recuperar 78% dessa riqueza estimada (Figura 14).

Figura 14 — Curvas de acumulação e extrapolação de hifomicetos em folhedo submerso na REBIO Guaribas em Mamanguape (PB) e na RPPN Serra do Contente, Gravatá (PE).



Fonte: Silva, M. J. S. (2021).

Do total de espécies analisadas, apenas uma, representando 4,16% do total de espécies, apresentou nível de indicação significativo, sendo *Blodgettia indica* a espécie considerada indicadora para a área da RPPN Serra do Contente (valor de indicação 0,624, p = 0,022). Nenhuma espécie se caracterizou como indicadora para a área da REBIO Guaribas.

4.2. ÍNDICES DE DIVERSIDADE.

Dentre os índices ecológicos observados em ambas as áreas, houve diferença significativa ($p < 0,05$) para a Dominância (d) que foi maior para a área da RPPN Serra do Contente e o índice de Shannon (‘H) que foi maior para a REBIO Guaribas. Os valores de riqueza, ocorrência e Equabilidade (J’) não diferiram significativamente segundo o teste de Permutação. Mesmo assim, podemos observar que foram registrados 11 táxons para a área da RPPN Serra do Contente e 22 táxons para a área da REBIO Guaribas, com um total de 265 ocorrências somando ambas as áreas (Tabela 3).

Tabela 3 — Riqueza de Espécies, Ocorrência, Dominância de Berger-Parker, Diversidade de Shannon-Wiener (H') e Equitabilidade de Pielou (J'), aplicados às áreas na REBIO Guaribas em Mamanguape (PB) e na RPPN Serra do Contente, Gravatá (PE). Letras diferentes na mesma coluna diferem estatisticamente pelo teste de Permutação ($p < 0,05$).

	Riqueza	Ocorrência	Dominância (d)	Shannon (H')	Equitabilidade (J')
REBIO Guaribas	22	195	0.1669 b	2.263 a	0.7323
RPPN Serra do Contente	11	70	0.2555 a	1.725 b	0.7194
Total Global	24	265	0.1757	2.27	0.7144

Fonte: Silva, M. J. S. (2021).

Além disso, a riqueza na primeira (nov. 2020) e terceira (ago. 2021) coleta na REBIO Guaribas, foram significativamente maiores ($p < 0,05$) quando comparados as outras coletas. A primeira coleta (nov. 2021) na RPPN Serra do Contente, a segunda (mar. 2021) e a quarta coleta (nov. 2021) da REBIO Guaribas foram significativamente maiores que as outras coletas, com relação à Dominância (d). Com relação ao índice de Shannon (H'), a primeira (nov. 2020) e terceira (ago. 2021) coletas também foram significativamente maiores. Valores de Ocorrência e Equitabilidade (J') não diferiram significativamente (Tabela 4).

Tabela 4 — Riqueza de Espécies, Ocorrência, Dominância de Berger-Parker, Diversidade de Shannon-Wiener (H') e Equitabilidade de Pielou (J'), aplicados às coletas na REBIO Guaribas em Mamanguape (PB) e na RPPN Serra do Contente, Gravatá (PE). Letras diferentes na mesma coluna diferem estatisticamente pelo teste de Permutação ($p < 0,05$).

			Riqueza	Ocorrência	Dominância (d)	Shannon ('H)	Equitabilidade (J)
REBIO Guaribas	**nov.**	**2020**	12 ^{ab}	61	0.1948 ^{b}	1.932 ^{a}	0.7777
	mar.	**2021**	6 ^{c}	65	0.3396 ^{ab}	1.342 ^{b}	0.7492
	ago.	**2021**	15 ^{a}	46	0.224 ^{b}	2.05 ^{a}	0.7569
	nov.	**2021**	4 ^{c}	23	0.3422 ^{a}	1.17 ^{b}	0.844
RPPN Serra do Contente	**nov.**	**2020**	8 ^{bc}	45	0.2494	1.648	0.7926
	mar.	**2021**	5 ^{bc}	25	0.3504 ^{a}	1.229 ^{b}	0.7635

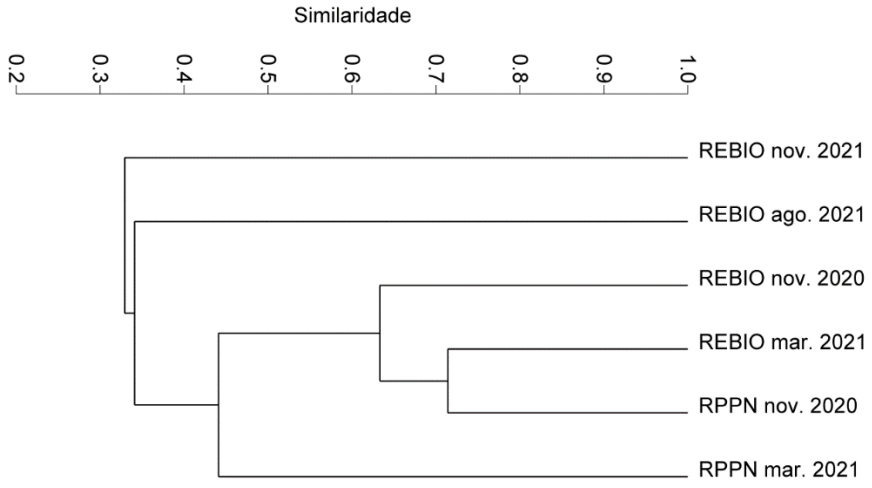
Fonte: Silva, M. J. S. (2021).

4.3. CORRELAÇÕES E SIMILARIDADES.

Com relação ao índice de similaridade de Sørensen/Dice, entre a primeira coleta (nov. 2020) na RPPN Serra do Contente e a segunda coleta (mar. 2021) na REBIO Guaribas foram registrados mais de 70% de similaridade, seguido pela primeira coleta (nov. 2020) na REBIO

Guaribas que foi mais de 60% similar ao agrupamento anterior. As demais coletas formaram agrupamentos com menos de 50% de similaridade e a última coleta (nov. 2021) na REBIO Guaribas foi a que teve menor índice de similaridade, pouco mais de 30% (Figura 15).

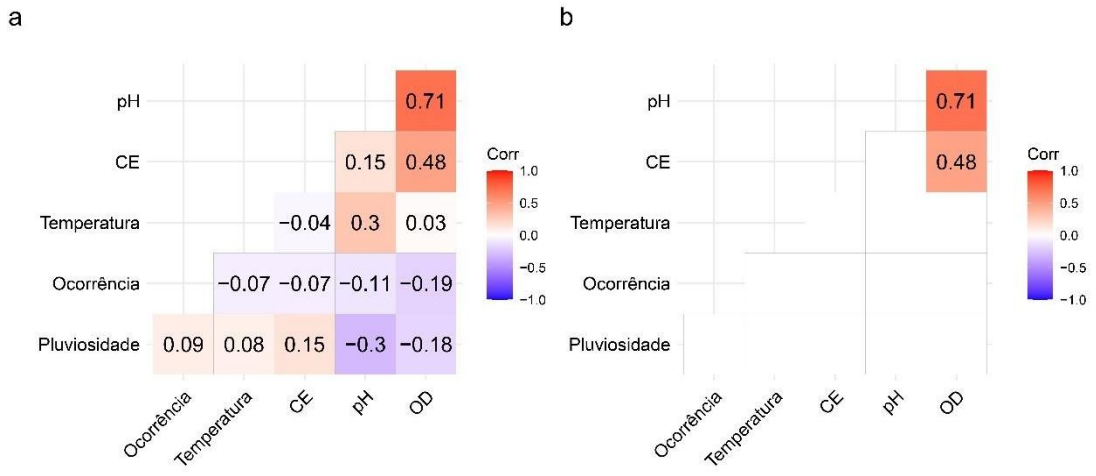
Figura 15 — Índice de similaridade de Sørensen/Dice para as coletas na REBIO Guaribas em Mamanguape (PB) e na RPPN Serra do Contente, Gravatá (PE).



Fonte: Silva, M. J. S. (2021).

O coeficiente de correlação foi utilizado para observar se existe relação das variáveis entre si e com a ocorrência dos táxons. Podemos observar (Figura 16a) que a maioria das correlações foram próximas a 0, indicando não relação entre as variáveis estudadas. No entanto, a correlação entre oxigênio dissolvido (OD) com o pH e condutividade elétrica (CE), são consideradas uma relação moderadamente positiva com significância ($p < 0,05$) (Figura 16b).

Figura 16 — (a) Coeficiente de correlação das variáveis entre si e com a ocorrência e (b) destaque para correlação com valores significativos, considerando p < 0,05.

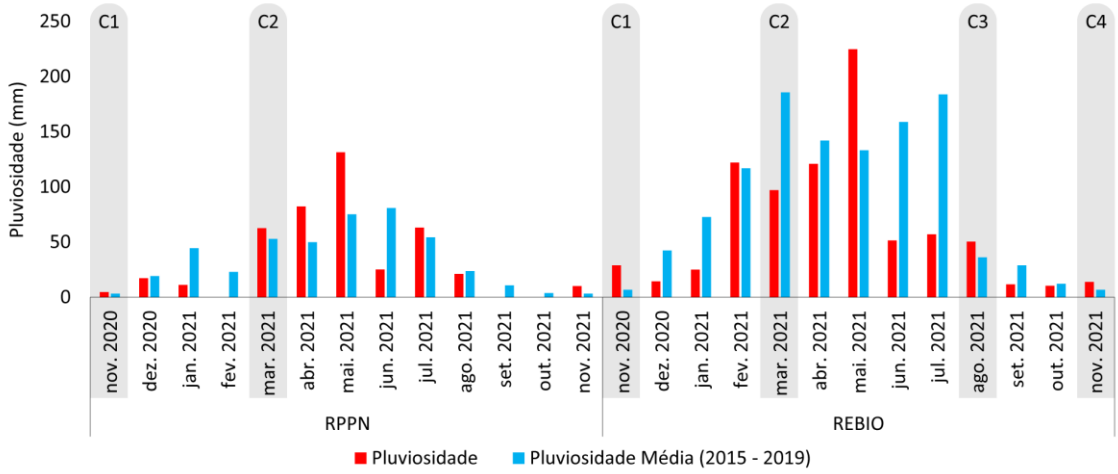


Fonte: Silva, M. J. S. (2021).

4.4. VARIÁVEIS ABIÓTICAS.

A pluviosidade variou entre as coletas, com registros de 4,6 mm (nov. 2020) e 62,4 mm (mar. 2021) em Gravatá, e para Mamanguape foram registrados valores de 28,9 mm (nov. 2020), 97 mm (mar. 2021), 50,3 mm (ago. 2021) e 13,8 mm (nov. 2021) (Figura 17).

Figura 17 — Pluviosidade dos períodos de coleta e pluviosidade média entre os anos de 2015 e 2019, com destaque para os meses em que as coletas foram realizadas na REBIO Guaribas em Mamanguape (PB) e na RPPN Serra do Contente, Gravatá (PE). Coleta 1 (C1), Coleta 2 (C2), Coleta 3 (C3) e Coleta 4 (C4).

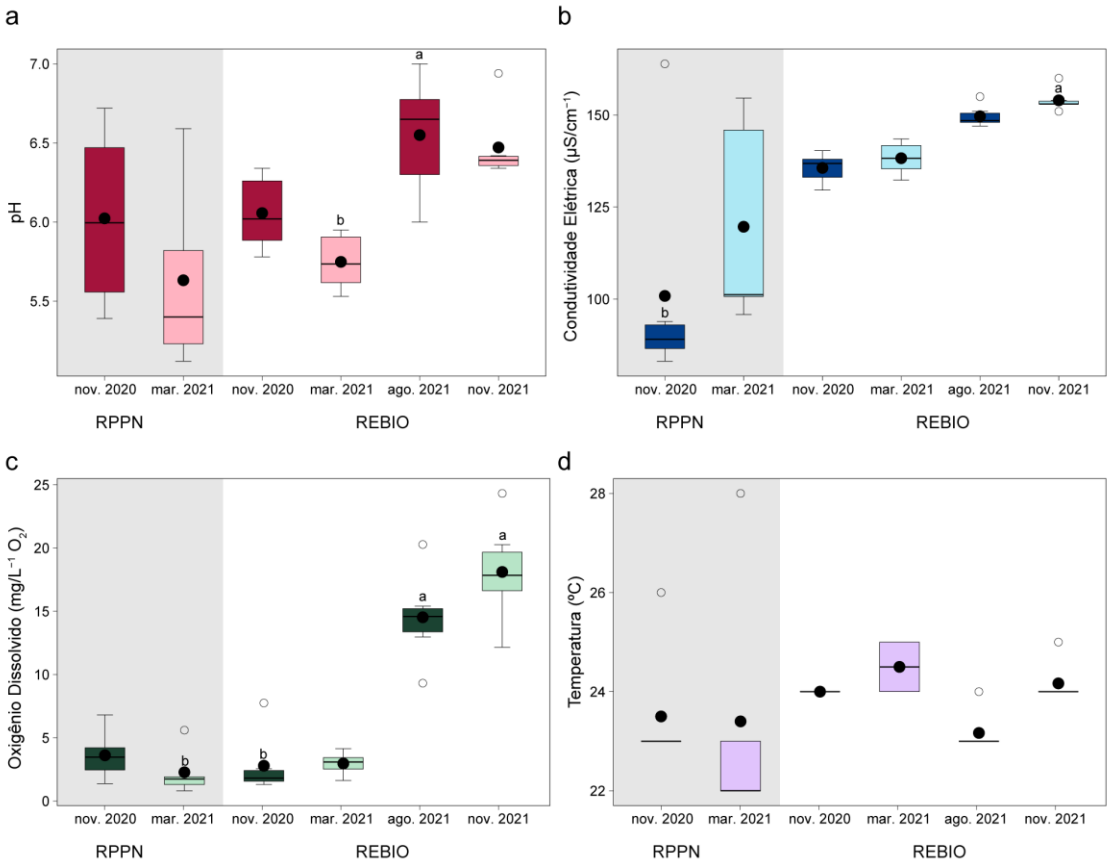


Fonte: Silva, M. J. S. (2021).

Os valores de pH diferiram significativamente entre a segunda e terceira coleta (mar. 2021 e ago. 2021) na REBIO Guaribas, com valores médios de 5,74 ± 0,07 e 6,55 ± 0,15 respectivamente. Com relação a condutividade elétrica, houve diferença significativa entre a primeira coleta (nov. 2020) na RPPN Serra do Contente com a quarta coleta (nov. 2021) da REBIO Guaribas, com valores médios de 100,85 ± 12,69 e 154 ± 1,26 respectivamente.

Além disso, a segunda coleta (mar. 2021) na RPPN Serra do Contente e a primeira coleta (nov. 2020) na REBIO Guaribas diferiram significativamente da terceira e quarta coleta (ago. e nov. 2021) da REBIO Guaribas, com relação ao oxigênio dissolvido, com valores médios de 2,27 ± 0,85, 2,79 ± 1,00, 14,52 ± 1,45 e 18,11 ± 1,65 respectivamente. Os valores de temperatura da água não diferiram significativamente entre as coletas (Figura 18).

Figura 18 — Variáveis abióticas observadas para as coletas realizadas na REBIO Guaribas em Mamanguape (PB) e na RPPN Serra do Contente, Gravatá (PE), (a) pH, (b) condutividade elétrica, (c) oxigênio dissolvido e a (d) temperatura da água. Letras diferentes diferem estatisticamente ($p < 0,05$).



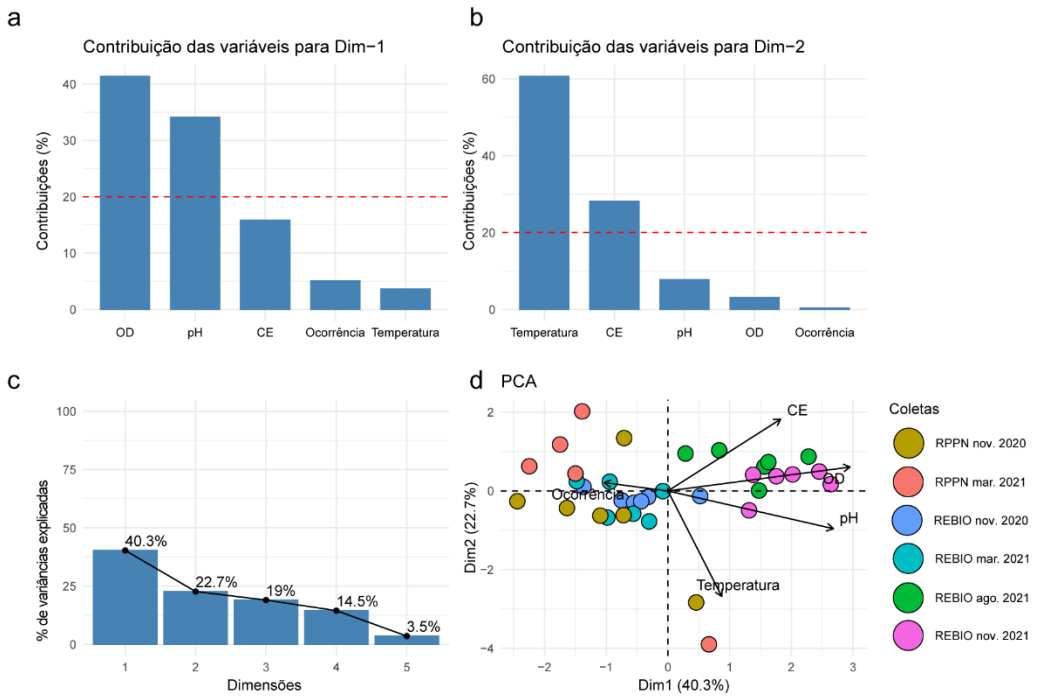
Fonte: Silva, M. J. S. (2021).

A Análise de Componentes Principais (PCA), foi capaz de sintetizar e diminuir a dimensionalidade dos dados, permitindo observar que as duas primeiras dimensões (ou

componentes principais) explicam juntas, 63% da variação dos dados (Figura 19c). Na primeira dimensão (Dim1), o oxigênio dissolvido e o pH foram as variáveis que mais contribuíram para a variação dos dados nesse eixo (Figura 19a), possuindo grandes cargas fatoriais positivas. Na segunda dimensão (Dim2), a temperatura apresentou grandes cargas fatoriais negativas e a condutividade elétrica (CE) cargas fatoriais positivas, e foram as variáveis que mais contribuíram nesse eixo (Figura 19b).

Podemos observar a variância das amostras (Figura 19d) com relação às variáveis, que no eixo x (Dim1), as amostras relacionadas positivamente com essas variáveis, são as amostras da terceira e quarta coleta (ago. 2021 e nov. 2021) na REBIO Guaribas. Bem como, podemos observar no eixo y (Dim2), que os dados de todas as coletas se comportam de maneira uniforme, próximos a zero no eixo y. No entanto, duas amostras sofreram forte influência da temperatura, e possivelmente são *outliers* das duas coletas na RPPN Serra do Contente.

Figura 19 — Análise de componentes principais (ACP) (*PCA – Principal component analysis*) dos dados amostrais de todas as coletas. (a) contribuição das variáveis para a dimensão 1, (b) contribuição das variáveis para a dimensão 2, (c) % de variância explicada pelos componentes principais e o (d) gráfico biplot das amostras e variáveis.



Fonte: Silva, M. J. S. (2021).

5 DISCUSSÃO

A comunidade de hifomicetos em folhedo submerso pode ter sua estrutura afetada pela sazonalidade e fatores abióticos. Devido à dificuldade em relacionar essas variáveis com a estrutura da comunidade de fungos, faz-se necessário observar o comportamento das amostras mediante as variáveis observadas em diferentes áreas e períodos. Por meio do levantamento da comunidade de fungos, pH, oxigênio dissolvido, condutividade elétrica e temperatura, observamos uma distribuição uniforme das amostras associadas às variáveis abióticas e frequência de ocorrência. Dentre as variáveis, apenas o pH e oxigênio dissolvido separaram as amostras, como é possível identificar na análise de PCA. Nossos resultados indicam que a sazonalidade e as variáveis abióticas conseguem modificar a estrutura da comunidade de hifomicetos em folhedo submerso, e são úteis para o estudo desse grupo de fungos em função da qualidade da água e períodos de coleta.

Nosso levantamento da comunidade de hifomicetos nos permitiu identificar 24 táxons em todo o estudo, com a riqueza variando entre as coletas e áreas. Alguns estudos encontraram riqueza similar ao nosso, podendo variar dos 21 aos 35 táxons (SCHOENLEIN-CRUSIUS; MOREIRA; BICUDO, 2009; SCHOENLEIN-CRUSIUS *et al*., 2016; SILVA; CASTAÑEDA-RUIZ; MALOSSO, 2019; BREDA *et al*., 2021). Em outro trabalho, a riqueza observada foi maior, chegando a 90 espécies identificadas, utilizando o método de lavagem em água corrente (SILVA; SANTA-IZABEL; GUSMÃO, 2014; CASTAÑEDA *et al*., 2016). No entanto, a variação do número de espécies registadas entre os trabalhos pode estar associada ao método de amostragem empregado, já que não há uma padronização para predição da comunidade de hifomicetos (BREDA *et al*., 2021). Dessa forma, alguns métodos utilizados para o levantamento de hifomicetos aquáticos podem afetar negativamente a capacidade de detectar determinadas espécies (FIUZA *et al*., 2017).

Dentre as espécies registradas para a REBIO Guaribas, as mais comuns foram: *Xylomyces acerosisporus*, *Triscelophorus acuminatus* e *T. monosporus*. Essas espécies também foram as mais representativas em um levantamento realizado em uma lagoa e um riacho, ambas em áreas de Mata Atlântica no Nordeste brasileiro. (SILVA; CASTAÑEDA-RUIZ; MALOSSO, 2019). As espécies de *Triscelophorus* já tiveram registros anteriores para a Mata Atlântica e outros domínios ecológicos e *Xylomyces acerosisporus* foi registrado pela primeira vez para o Brasil em 2014 (SCHOENLEIN-CRUSIUS *et al*., 2014), e posteriormente descrito como uma nova

espécie também em área de Mata Atlântica em amostras de folhedo misto (OLIVEIRA *et al*., 2015).

No entanto, para a área da RPPN Serra do Contente, a espécie mais frequentemente registrada foi *Blodgettia indica*, que também foi considerada a espécie indicadora para a área. Essa espécie foi recentemente registrada em folhedo misto em uma ilha no sudeste do Brasil, onde também foi observada vegetação primária e secundária de Mata Atlântica (MORO; SCHOENLEIN-CRUISIUS, 2020). O primeiro registro para essa espécie para o Brasil foi realizado em 2012, em folhas submersas de *Caesalpinia echinata* Lam. e *Campomanesia phaea* (O.Berg) Landrum (MOREIRA; SCHOENLEIN-CRUSIUS, 2012).

Blodgettia indica foi apontada como espécie indicadora. Dessa forma, esse táxon pode ser considerado importante dentro da comunidade para aquela área, levando em consideração a abundância e frequência dos grupos (e.g. áreas e coletas) pela fidelidade da ocorrência em determinado grupo (DUFRÊNE; LEGENDRE, 1997; REZENDE *et al*., 2016). Portanto, as condições da coleta, ou das áreas de estudo, são adequadas para o desenvolvimento desse fungo (BOUFFAUD *et al*., 2016). As espécies indicadoras demonstram que com as condições ambientais adequadas, há o favorecimento do seu desenvolvimento naquela área ou período sazonal.

A curva de acumulação de espécies mostrou que a riqueza observada não alcançou a riqueza estimada para ambas as áreas. Dessa forma, mais espécies de hifomicetos de folhedo poderiam ser observadas se o número de amostras e a frequência de coletas fosse maior (RODRIGUES; SILVA; YANO-MELO, 2021). No entanto, o fato do nosso esforço amostral ter sido realizado em diferentes períodos sazonais nos permitiu evitar um enviesamento sazonal na predição da curva de acumulação de espécies (MORENO; HALFFTER, 2000) ao mesmo tempo que a utilização do número de indivíduos para a extrapolação foi indicada, evitando, assim, uma subestimação da riqueza (WILLOTT, 2001). Esses achados evidenciam a complexidade que os métodos de amostragem possuem, e a não padronização pode acabar dificultando a comparação entre os trabalhos.

O índice de Shannon detectado na REBIO Guaribas foi maior quando comparado ao da RPPN Serra do Contente, e o contrário para os valores de Dominância, que foi maior para a RPPN Serra do Contente. Já o índice de Shannon no nosso estudo foi maior que o encontrado em duas áreas de Mata Atlântica (SILVA; CASTAÑEDA-RUIZ; MALOSSO, 2019) estudadas por método igual ao deste estudo. A variação no índice de Shannon pode ser atribuída aos parâmetros de amostragem da população, sendo influenciada pelo tamanho da amostra que está

sendo avaliada (KONOPIŃSKI, 2020). No entanto, a Dominância está relacionada com a probabilidade de 2 indivíduos selecionados ao acaso na comunidade serem da mesma espécie, dessa forma, quanto maior a dominância menor a diversidade (URAMOTO; WALDER; ZUCCHI, 2005). Uma vez que o tamanho da amostra influencia os valores dos índices, podemos atribuir essa diferença entre as áreas ao fato de que uma delas possui duas coletas a menos, devido ao impedimento para a continuidade do estudo na área da RPPN Serra do Contente.

As coletas de nov. 2020 e ago. 2021 na REBIO foram as que obtiveram maiores valores de riqueza e índice de Shannon em relação às outras coletas. Como também, as coletas de mar. 2021 na RPPN Serra do Contente e nov. 2021 na REBIO Guaribas possuem os maiores valores de Dominância. Nascimento *et al*. (2021) registraram valores em ambos os locais de coleta maiores que o presente estudo, com índices de Shannon com valores de 3,6 e 3,4. Todavia, Silva *et al*. (2019) obtiveram valores do índice de Shannon em seus locais de coleta, semelhantes ao presente estudo, com valores de 1,8 e 2,07. Dessa forma, vários fatores podem afetar a comunidade de hifomicetos em folhedo submerso, e a combinação desses fatores vai definir a estrutura da comunidade desses fungos em um gradiente sazonal ou geográfico. Dessa forma, se faz necessário aprimorar os nossos conhecimentos sobre a relação da diversidade fúngica com fatores bióticos e abióticos (FRIGGENS; TAYLOR; KOUKOL, 2017).

As coletas realizadas em uma mesma área não possuíram uma alta similaridade entre si segundo o índice de Sørensen/Dice. Dessa forma, a similaridade entre coletas de diferentes áreas pode indicar que a sazonalidade teve forte influência na estrutura dessas comunidades, já que a maior similaridade foi entre a RPPN (nov. 2020, 4,6 mm) e REBIO (mar. 2021, 97 mm). A sazonalidade nos trópicos faz com que ocorra um padrão na liberação de folhas para os riachos, uma vez que esse padrão é regulado pela composição da mata ciliar, fazendo com que a comunidades de fungos sofra variação ao longo do ano (SALES *et al*., 2015). Dessa forma, ventos e chuvas fortes podem mudar a dinâmica de liberação de folhas no ambiente, consequentemente, a comunidade de fungos sofre influência da composição vegetal da mata ciliar (GONÇALVES *et al*., 2014).

Além disso, as variáveis abióticas possuem um papel importante, influenciando na dinâmica da comunidade desse grupo de fungos. Dessa forma, uma correlação moderadamente positiva foi observada entre o pH e condutividade elétrica com o oxigênio dissolvido. Essa relação positiva já foi observada, e a diminuição de ambas nos corpos d'agua pode afetar a biota ali presente (BOTO; BUNT, 1981). No entanto, explicar relações tão complexas não é simples, e

já foi observado que a relação entre o pH e o oxigênio dissolvido é não-linear (MAKKAVEEV, 2009). Todavia, a compreensão a respeito dessas relações ainda precisa ser mais estudada, visto que não foram encontrados estudos relacionando a condutividade elétrica com o oxigênio dissolvido.

Os valores de pH diferiram significativamente entre a segunda e terceira coleta (mar. 2021 e ago. 2021) na REBIO Guaribas e sempre ficaram abaixo de 7. Valores de pH abaixo de 7,0 também foram observados em um estudo realizado em um riacho no Jardim Botânico de São Paulo (SCHOENLEIN-CRUSIUS *et al*., 2016) em que a comunidade foi considerada moderadamente diversa. No entanto, quanto mais ácido o pH, maior a chance de seleção por fungos mais tolerantes com a possível consequência de diminuição da diversidade dessa comunidade (ORTIZ-VERA *et al*., 2018). Dessa forma, a observação do pH e sua relação com a comunidade de hifomicetos é importante, visto que é uma variável capaz de modificar a estrutura das comunidades de fungos, como já observado em comunidades de bactérias (DUARTE *et al*., 2016).

Com relação à condutividade elétrica, houve diferença significativa entre a primeira coleta (nov. 2020) na RPPN Serra do Contente e a quarta coleta (nov. 2021) na REBIO Guaribas, mesmo que em ambas áreas a pluviosidade média mensal tenha sido baixa. Uma vez que a condutividade elétrica está relacionada à esporulação e riqueza de hifomicetos, uma variação na comunidade pode ser observada (BREDA *et al*., 2021). Portanto, os valores opostos de condutividade elétrica observado entre as coletas se refletiu também nas comunidades de fungos que foram registradas.

Além disso, a segunda coleta (mar. 2021) na RPPN Serra do Contente e a primeira coleta (nov. 2020) na REBIO Guaribas diferiram significativamente da terceira e quarta coleta (ago. e nov. 2021) na REBIO Guaribas com relação ao oxigênio dissolvido. Assim como o pH, o oxigênio dissolvido também é uma variável importante de ser observada, já que os seus níveis estão associados a riqueza de hifomicetos (ORTIZ-VERA *et al*., 2018; BREDA *et al*., 2021). Já que os hifomicetos são sensíveis às variações de oxigênio dissolvido, sendo está uma variável biótica associada à qualidade da água, esses fungos são potenciais bioindicadores (SCHOENLEIN-CRUSIUS; MOREIRA; BICUDO, 2009). A maior riqueza de fungos observada foi em uma das coletas com maior valor de oxigênio dissolvido, uma vez que o oxigênio dissolvido afeta a ocorrência desses fungos (NASCIMENTO *et al*., 2021)

Levando em consideração que o pH e o oxigênio dissolvido foram as variáveis abióticas que mais contribuíram para a variação nas amostras, essas variáveis são importantes de se registrar.

Apesar de a estrutura da comunidade vegetal ser a mesma de um ano para outro e a constituição foliar ser um fator determinante na dinâmica da comunidade fúngica, as variáveis tiveram forte influência na estrutura da comunidade em diferentes períodos. Comparado a outros estudos, a contribuição das variáveis na análise de componentes principais foi maior que a encontrada por Breda *et al*. (2021) (47%) e Duarte; Cássio; Pascoal (2016) (61,9%), e menor que a observada por Schoenlein-Crusius; Moreira; Bicudo (2009) (81,7%) e Silva; Castañeda-Ruiz; Malosso (2019) (70%). Alguns trabalhos inserem outras variáveis que não foram avaliadas no nosso estudo, mas o pH é uma das variáveis que pode ser encontrada nos estudos como uma das que mais contribuem para variação das amostras. No entanto, se faz necessário mais estudos associando as variações da comunidade de hifomicetos, sua riqueza e ocorrência, com diferentes áreas, períodos sazonais, qualidade do substrato e tipos de corpos d'agua.

6 CONCLUSÕES

A busca por relacionar variáveis abióticas com a comunidade de hifomicetos de folhedo é essencial para o entendimento da ecologia desses fungos. Em nossa pesquisa, podemos observar como as variáveis abióticas conduzem as comunidades de fungos em diferentes períodos, através de analises uni- e multivariadas constatamos que o pH e a condutividade elétrica e oxigênio dissolvido, foram as variáveis mais importantes. Esses resultados evidenciam que a avaliação detalhada da comunidade de hifomicetos em folhedo submerso é crucial para a compreensão desse grupo de fungos, e como a riqueza e ocorrência desses fungos podem ser modificadas em função das características físico-químicas do ambiente estudado.

A comunidade de hifomicetos de folhedo foi diferente entre as áreas da RPPN Serra do Contente, em Gravatá (PE) e da REBIO Guaribas, em Mamanguape (PB). Não houve uma relação forte entre as variáveis abióticas com a comunidade de hifomicetos de folhedo submerso. No entanto, o pH e o oxigênio dissolvido foram as principais variáveis responsáveis pela variação dos dados. Dessa forma, a nossa hipótese de que as variáveis abióticas atuam na variação da comunidade de hifomicetos de folhedo submerso foi confirmada. Contudo, se fazem necessários mais estudos para investigar a relação entre a variáveis abióticas com a comunidade de hifomicetos de folhedo submerso.

REFERÊNCIAS

AERTS, R. Climate, leaf litter chemistry and leaf litter decomposition in terrestrial ecosystems: a triangular relationship. **Oikos**, v. 79, p. 439-449, 1997.

AHMED, S. A. *et al*. Chaetomium-like fungi causing opportunistic infections in humans: a possible role for extremotolerance. **Fungal Diversity**, v. 76, n. 1, p. 11-26, 2016.

ALEXOPOULOS, C. J. *et al*. Introductory mycology. **John Wiley and Sons**, 1996.

ALLAN, J. D.; CASTILLO, M. M. Stream ecology: structure and function of running waters. **Springer Science & Business Media**, 2007.

ALMEIDA, D. S. D. **Recuperação Ambiental da Mata Atlântica**. 3ª. ed. [S.l.]: Editus. 41-45 p. 2016.

AMEND, A. *et al*. Fungi in the marine environment: Open questions and unsolved problems. **MBio**, v. 10, n. 2, p. e01189-18, 2019.

AMORIM, A. T.; SOUSA, J. A. P. D.; LOURENÇO, R. W. Indicador dos Estágios de Sucessão de Fragmentos Florestais do Bioma Mata Atlântica. **Revista Brasileira de Cartografia**, v. 71, n. 3, p. 756-780, 2019.

APREMAVI. Mata Atlântica. **Associação de Preservação do Meio Ambiente e da Vida**. Disponível em: < https://apremavi.org.br/mata-atlantica/agua/>. Acesso em: 06 de maio de 2020.

AU, D. W. T. *et al*. The role of mucilage in the attachment of conidia, germ tubes, and appressoria in the saprobic aquatic Hyphomycetes *Lemonniera aquatica* and *Mycocentrospora filiformis*. **Canadian journal of botany**, v. 74, n. 11, p. 1789-1800, 1996.

BALDRIAN, P. *et al*. High-throughput sequencing view on the magnitude of global fungal diversity. **Fungal Diversity**, p. 1-9, 2021.

BÄRLOCHER, F. **The Ecology of Aquatic Hyphomycetes**. Springer, Berlin, Heidelberg, 1992.

BÄRLOCHER, F.; HELSON, J. E.; WILLIAMS, D. D. Aquatic hyphomycete communities across a land-use gradient of Panamanian streams. **Fundamental and Applied Limnology / Archiv fur Hydrobiologie**, v. 177, p. 209-221, 2010.

BAUDOIN, J. M. *et al*. Elevated aluminium concentration in acidified headwater streams lowers aquatic hyphomycete diversity and impairs leaf-litter breakdown. **Microbial Ecology**, v. 56, n. 2, p. 260-269, 2008.

BEBBER, D. P.; GURR, S. J. Crop-destroying fungal and oomycete pathogens challenge food security. **Fungal Genetics and Biology**, v. 74, p. 62-64, 2015.

BEVERWIJK, A. L. V. Zalewski's ‘Clathrosphaera spirifera’. **Transactions of the British Mycological Society**, v. 34, n. 3, p. 280-IN7, 1951.

BIASI, C. *et al*. Effect of invasive Hovenia dulcis on microbial decomposition and diversity of hyphomycetes in Atlantic forest streams. **Fungal Ecology**, v. 44, p. 100890, 2020.

BOTO, K. G.; BUNT, J. S. Dissolved oxygen and pH relationships in northern Australian mangrove waterways. **Limnology and Oceanography**, v. 26, n. 6, p. 1176-1178, 1981.

BOUFFAUD, M. L. *et al*. Indicator species and co-occurrence in communities of arbuscular mycorrhizal fungi at the European scale. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 103, p. 464-470, 2016.

BRASIL. **Dispõe sobre a utilização e proteção da vegetação nativa do Bioma Mata Atlântica, e dá outras providências**. Lei nº 11.428, de dezembro de 2006, 22 Dezembro 2006. Disponivel em: http://www.planalto.gov.br/ccivil_03/_Ato2004-2006/2006/Lei/L11428.htm. Acesso em: 8 out. 2020.

BRASIL. **Lei nº 9.985, de 1 de julho de 2000**. Regulamenta o art. 225, § 1o, incisos I, II, III e VII da Constituição Federal, institui o Sistema Nacional de Unidades de Conservação da Natureza e dá outras providências. [S. l.], 2000.

BRASIL. **Lei nº 12.651, de 25 de maio de 2012**. Esta Lei estabelece normas gerais sobre a proteção da vegetação, áreas de Preservação Permanente e as áreas de Reserva Legal. [*S. l.*], 2012.

BREDA, M. *et al*. Influence of environmental predictors on hyphomycete assemblages in subtropical streams. **Acta Oecologica**, v. 113, p. 103778, 2021.

BRITO, M. C. W. **Unidades de conservação: intenções e resultados**. Annablume, 2000.

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

CANTO, E. S. M. *et al*. Composition and Diversity of Fungal Decomposers of Submerged Wood in Two Lakes in the Brazilian Amazon State of Pará**. International Journal of Microbiology**, v. 2020, 2020.

CASOTTI, C. G. *et al*. The longer the conditioning, the better the quality? The effects of leaf conditioning time on aquatic hyphomycetes and performance of shredders in a tropical stream. **Aquatic Ecology**, v. 53, n. 2, p. 163-178, 2019.

CHAUVET, E.; SUBERKROPP, K. Temperature and sporulation of aquatic hyphomycetes. **Applied and Environmental Microbiology**, v. 64, n. 4, p. 1522-1525, 1998.

COLLISCHONN, W.; DORNELLES, F. Hidrologia para engenharia e ciências ambientais. **Porto Alegre: Associação Brasileira de Recursos Hídricos**, v. 1, p. 336, 2013.

CORNUT, J. *et al*. Early stages of leaf decomposition are mediated by aquatic fungi in the hyporheic zone of woodland streams. **Freshwater Biology**, v. 55, p. 2541-2556, 2010.

COUTINHO, L. M. Biomas brasileiros. São Paulo: **Oficina de Textos**. 44-52 p. 2016.

CUDOWSKI, A.; PIETRYCZUK, A.; HAUSCHILD, T. Aquatic fungi in relation to the physical and chemical parameters of water quality in the Augustów Canal. **Fungal Ecology**, v. 13, p. 193-204, 2015.

DEACON, J. W. *Fungal biology*. **John Wiley & Sons**. 2013.

DILLY, O. *et al*. Shifts in physiological capabilities of the microbiota during the decomposition of leaf litter in a black alder (Alnus glutinosa (Gaertn.) L.) forest. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 33, n. 7-8, p. 921-930, 2001.

DIX, N. J.; WEBSTER, J. Fungal ecology. **Springer**, Dordrecht, 1995.

DU, J. *et al*. Do environmental concentrations of zinc oxide nanoparticle pose ecotoxicological risk to aquatic fungi associated with leaf litter decomposition? **Water Research**, v. 178, p. 115840, 2020.

DUARTE, S. *et al*. Biogeography of aquatic hyphomycetes: Current knowledge and future perspectives. **Fungal Ecology**, v. 19, p. 169-181, 2016.

DUARTE, S. *et al*. Preliminary insights into the phylogeography of six aquatic hyphomycete species. **Plos One**. v. 7, ed. 9, 2012.

DUARTE, S.; CÁSSIO, F.; PASCOAL, C. Environmental drivers are more important for structuring fungal decomposer communities than the geographic distance between streams. **Limnetica**, v. 36, n. 2, p. 491-506, 2017.

DUFRÊNE, M.; LEGENDRE, P. Species assemblages and indicator species: the need for a flexible asymmetrical approach. **Ecological monographs**, 67(3), 345-366. 1997.

ELLIS, M. B. **More Dematiaceous Hyphomycetes**. Commonwealth Mycological Institute., 1971.

FERREIRA, V. *et al*. Replacement of native forests by conifer plantations affects fungal decomposer community structure but not litter decomposition in Atlantic island streams. **Forest Ecology and Management**, v. 389, p. 323-330, 2017.

FFF. FaunaFloraFunga. *In*: **FaunaFloraFunga**. [*S. l.*], 2021. Disponível em: https://www.faunaflorafunga.org/. Acesso em: 1 maio 2021.

FINDLEY, Keisha *et al*. Human skin fungal diversity. **Nature**, v. 498, n. 7454, p. 367, 2013.

FISHER, P. J. New methods of detecting and studying saprophytic behaviour of aero-aquatic hyphomycetes from stagnant water. **Transactions of the British Mycological Society**, v. 68, n. 3, p. 407-411, 1977.

FIUZA, P. O. *et al*. Diversity of freshwater hyphomycetes associated with leaf litter of Calophyllum brasiliense in streams of the semiarid region of Brazil. **Mycological Progress**, v. 18, p. 907-920, 2019.

FIUZA, P. O. *et al*. Ingoldian fungi of Brazil: some new records and a review including a checklist and a key. **Phytotaxa**, v. 306, n. 3, p. 171-200, 2017.

FIUZA, P. O.; GUSMAO, L. F. P. Ingoldian fungi from the semi-arid Caatinga biome of Brazil. **Mycosphere**, v. 4, n. 6, p. 1133-1150, 2013.

FONSECA, M.; LAMAS, I.; KASECKER, T. O papel das unidades de conservação. **Scientific American Brasil**, v. 39, p. 18-23, 2010.

FRIGGENS, N. L.; TAYLOR, J. E.; KOUKOL, O. Diversity and community composition of aquatic ascomycetes varies between freshwater, estuarine and marine habitats in western Scotland. **Mycosphere**, 2017.

FUNASA. Fundação Nacional de Saúde. *In*: **Manual de controle da qualidade da água para técnicos que trabalham em ETAS / Ministério da Saúde, Fundação Nacional de Saúde.** Brasília, 2014, p. 112. Disponível em:http://www.funasa.gov.br/documents/20182/38937/Manual+de+controle+da+qualidade+da+%C3%A1gua+para+t%C3%A9cnicos+que+trabalham+em+ETAS+2014.pdf/85bbdcbc-8cd2-4157-940b-90b5c5bcfc87>. Acesso em: 19 Set 2021.

GALINDO, L. J, *et al*. Phylogenomics of a new fungal phylum reveals multiple waves of reductive evolution across Holomycota. *Nature communications*, *12*(1), 1-14. 2021.

GESSNER, M. O. *et al*. Diversity meets decomposition. **Trends in ecology & evolution**, v. 25, n. 6, p. 372-380, 2010.

GILLER, S. P. *et al*. Biodiversity effects on ecosystem functioning: emerging issues and their experimental test in aquatic environments. **Oikos**, v. 104, n. 3, p. 423-436, 2004.

GOH, T. K.; HYDE, K. D. Biodiversity of freshwater fungi. **Journal of Industrial Microbiology and Biotechnology**, v. 17, n. 5-6, p. 328-345, 1996.

GOLTERMAN, H. L. **Methods for Chemical Analysis of Fresh Waters**. 1969.

GOMES, P. P. *et al*. Combined effects of dissolved nutrients and oxygen on plant litter decomposition and associated fungal communities. **Microbial ecology**, v. 75, n. 4, p. 854-862, 2018.

GONÇALVES J. R., J. F. *et al*. Relationship between dynamics of litterfall and riparian plant species in a tropical stream. **Limnologica**, v. 44, p. 40-48, 2014.

GRAVATÁ. Dia Nacional das Reservas. *In*: **Dia Nacional das Reservas**. [*S. l.*], 26 ago. 2021. Disponível em: https://www.prefeituradegravata.pe.gov.br/16094-2/. Acesso em: 26 ago. 2021.

GROSSART, H.-P.; ROJAS-JIMENEZ, K. Aquatic fungi: targeting the forgotten in microbial ecology. **Current Opinion in Microbiology**, v. 31, p. 140-145, 2016.

HAMMER, O.; HARPER, D. A. T.; RYAN, P. D. Palaeontological statistics software package for education and data analysis. **Palaeontologia Electronica**, v. 4, n. 1, 2001.

HAWKSWORTH, D. L.; LÜCKING, R. Fungal diversity revisited: 2.2 to 3.8 million species. **The Fungal Kingdom**, p. 79-95, 2017.

HIEBER, M.; GESSNER, M. O. Contribution of stream detrivores, fungi, and bacteria to leaf breakdown based on biomass estimates. **Ecology**, v. 83, n. 4, p. 1026-1038, 2002.

HSIEH, T. C. et al. Package 'iNEXT'. **URL http://chao stat nthu edu tw/blog/software-download/(accessed 228 2017)**, 2016.

ICMBIO. Categorias. *In*: **Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade**. [*S. l.*], 19 mar. 2021. Disponível em: <https://www.icmbio.gov.br/portal/unidadesdeconservacao/categorias>. Acesso em: 19 mar. 2021a.

ICMBIO. Unidades de Conservação - Mata Atlântica. *In*: **Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade**. [*S. l.*], 19 mar. 2021. Disponível em: <https://www.icmbio.gov.br/portal/unidadesdeconservacao/biomas-brasileiros/mata-atlantica/unidades-de-conservacao-mata-atlantica>. Acesso em: 19 mar. 2021b.

INGOLD, C. T. **Guide to Aquatic Hyphomycetes**. Freshwater Biological Association, 1975.

INTERNACIONAL, C. **Relatorio de atividades 2006 e 2007**. 170 f. Relatorio de atividades - Conservação Internacional. Belo Horizonte. 2008.

IUCN. The IUCN Red List of Threatened Species. *In*: **The IUCN Red List of Threatened Species**. [*S. l.*], 2021. Disponível em: https://www.iucnredlist.org/. Acesso em: 1 maio 2021.

KASSAMBARA, A. **Comparing groups: Numerical variables**. 2019.

KASSAMBARA, A.; MUNDT, F. Package 'factoextra'. **Extract and visualize the results of multivariate data analyses**, v. 76, 2017.

KENDRICK, B. The fifth kingdom. **Hackett Publishing**, 2017.

KIRK, P. M. *et al*. **Ainsworth and Bisby's Dictionary of the Fungi**. CABI publishing, 2008.

KONOPIŃSKI, M. K. Shannon diversity index: a call to replace the original Shannon's formula with unbiased estimator in the population genetics studies. **PeerJ**, v. 8, p. e9391, 2020.

KRAUSS, G. *et al*. Aquatic hyphomycetes in polluted groundwater habitats of Central Germany. **Microbial Ecology**, p. 329-339, 2003.

KRAUSS, G.-J. *et al*. Fungi in freshwaters: ecology, physiologyand biochemical potential. FEMS **Microbiology Reviews**, p. 620-651, 2011.

LAITUNG, B.; CHAUVET, E. Vegetation diversity increases species richness of leaf-decaying fungal communities in woodland streams. **Archiv fur Hydrobiologie**, v. 164, p. 217-235, 2005.

LOFGREN, L. A.; STAJICH, J. E. Fungal biodiversity and conservation mycology in light of new technology, big data, and changing attitudes. **Current Biology**, 2021.

MAKKAVEEV, P. N. The features of the correlation between the pH values and the dissolved oxygen at the Chistaya Balka test area in the Northern Caspian Sea. **Oceanology**, v. 49, n. 4, p. 466-472, 2009.

MALOSSO, E. **Hyphomycetes em ambientes aquáticos lótico e lêntico: ocorrência e biomassa**. Dissertação de Mestrado. Universidade Federal de São Carlos. 1999.

MARQUES, M. F. O. *et al*. Fungos conidiais lignícolas em um fragmento de Mata Atlântica, Serra da Jibóia, BA. **Revista Brasileira de Biociências**, v. 5, n. S2, p. 1186-1188, 2007.

MARVANOVA, L. Freshwater hyphomycetes: a survey with remarks on tropical taxa. **Tropical mycology**, p. 169-226, 1997.

MATSUSHIMA, T. **Icones Microfungorum a Matsushima Lectorum**. 1975.

MATSUSHIMA, T. **Microfungi of the Solomon Islands and Papua-New Guinea**. 1971.

MEDEIROS, A. O.; PASCOAL, C.; GRAÇA, M. A. S. Diversity and activity of aquatic fungi under low oxygen conditions. **Freshwater Biology**, v. 54, n. 1, p. 142-149, 2009.

MMA. **Mapa da Área de Aplicação**. Ministério do Meio Ambiente, 2008. Disponivel em: https://www.mma.gov.br/images/arquivos/biomas/mata_atlantica/mapa_mata_atlantica_lei_11428_2006_e_decreto6660_2008.pdf. Acesso em: 19 out. 2020.

MMA. Mata Atlântica. **Ministério do Meio Ambiente**. Disponível em: < https://www.mma.gov.br/biomas/mata-atl%C3%A2ntica_emdesenvolvimento>. Acesso em: 06 de maio de 2021.

MMA; IBAMA. Plano de Manejo. *In*: **Reserva Biológica Guaribas**. [*S. l.*], 25 jan. 2003. Disponível em: https://www.gov.br/icmbio/pt-br/assuntos/biodiversidade/unidade-de-conservacao/unidades-de-biomas/mata-atlantica/lista-de-ucs/rebio-guaribas/arquivos/rebio_guaribas.pdf. Acesso em: 17 ago. 2021.

MONTEIRO, J. A. F. *et al*. Modelling the effect of riparian vegetation restoration on sediment transport in a human-impacted Brazilian catchment. **Ecohydrology**, v. 9, n. 7, p. 1289-1303, 2016.

MOREIRA, C. G.; SCHOENLEIN-CRUSIUS, I. H. New species and new records for Brazil of Hyphomycetes on submerged leaf litter collected in Parque Municipal Alfredo Volpi, São Paulo, São Paulo State, Brazil. **Hoehnea**, v. 39, n. 4, p. 521-527, 2012.

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

MORO, L. B.; SCHOENLEIN-CRUSIUS, I. H. Freshwater hyphomycetes in a preserved insular system from Brazil: first records at the Parque Estadual da Ilha do Cardoso, municipality of Cananéia, São Paulo State, Brazil. **Hoehnea**, v. 47, 2020.

MUELLER, G. M. Progress in conserving fungi: engagement and red listing. **BGJournal**, v. 14, n. 1, p. 30-33, 2017.

NASCIMENTO, E. G. R. D. *et al*. Diversity of hyphomycetes on submerged leaf litter in two Atlantic Forest areas in the Northeast of Brazil with comments on the water quality. **Acta Limnologica Brasiliensia**, v. 33, e. 30. 2021.

NILSSON, S. **Freshwater hyphomycetes: taxonomy, morphology and ecology**. Acta Universitatis Upsaliensis, 1964.

OKSANEN, J. et al. Package 'vegan'. **Community ecology package, version**, v. 2, n. 9, p. 1-295, 2013.

OLICÓN-HERNÁNDEZ, D. R.; GONZÁLEZ-LÓPEZ, J.; ARANDA, E. Overview on the biochemical potential of filamentous fungi to degrade pharmaceutical compounds. **Frontiers in Microbiology**, v. 8, p. 1792, 2017.

OLIVEIRA, A. B.; SANTOS, V. P.; BORBA, M. L. Levantamento de conservação da vegetação adjacente a cursos d'água dentro da perícia ambiental: o uso de ferramentas de geotecnologia. **Revista Brasileira de Criminalística**, v. 10, n. 1, p. 57-63, 2021

OLIVEIRA, M. S. *et al*. *Xylomyces acerosisporus* sp. nov. from submerged leaves from Brazil. **Mycotaxon**, v. 130, n. 3, p. 875-878, 2015.

OLIVEIRA, M. S. **Micobiota em Folhas Submersas em dois Mananciais sob Proteção Ambiental no Estado de Pernambuco**. Dissertação de Mestrado. Universidade Federal de Pernambuco. 2016.

ORTIZ-VERA, M. P. *et al*. Influence of water quality on diversity and composition of fungal communities in a tropical river. **Scientific reports**, v. 8, n. 1, p. 1-9, 2018.

PASCOAL, C.; CÁSSIO, F. Contribution of fungi and bacteria to leaf litter decomposition in a polluted river. **Applied and environmental microbiology**, v. 70, n. 9, p. 5266-5273, 2004.

PEAY, K. G.; KENNEDY, P. G.; TALBOT, J. M. Dimensions of biodiversity in the Earth mycobiome. **Nature Reviews Microbiology**, v. 14, n. 7, p. 434-447, 2016.

PIETRYCZUK, A. *et al*. Abundance and species diversity of fungi in rivers with various contaminations. **Current microbiology**, v. 75, n. 5, p. 630-638, 2018.

PIRATOBA, A. R. A. *et al*. Caracterização de parâmetros de qualidade da água na área portuária de Barcarena, PA, Brasil. **Revista Ambiente & Água**, v. 12, p. 435-456, 2017.

PRECIADO, C.C. *et al*. Effect of temperature increase in bacterial and fungal communities of chlorinated drinking water distribution systems. **Access Microbiology**. 2019.

RAMOS, S. M.; GRAÇA, M. A.S.; FERREIRA, V. A comparison of decomposition rates and biological colonization of leaf litter from tropical and temperate origins. **Aquatic Ecology**, p. 1-16, 2021.

RBMA. A Mata Atlantica. *In*: A **Reserva da Biosfera da Mata Atlântica.** [*S. l.*], Disponível em: https://rbma.org.br/n/a-mata-atlantica/. Acesso em: 29 jun. 2021.

RECEK, N. *et al*. Improved fermentation efficiency of S. cerevisiae by changing glycolytic metabolic pathways with plasma agitation. **Scientific Reports**, v. 8, n. 1, p. 1-13, 2018.

REZENDE, R. S. *et al*. Patterns of litter inputs, hyphomycetes and invertebrates in a Brazilian savanna stream: a process of degradative succession. **Journal of Tropical Ecology**, v. 35, n. 6, p. 297-307, 2019.

RODRIGUES, L. A.; SILVA, D. K. A.; YANO-MELO, A. M. Arbuscular mycorrhizal fungal assemblages in conservation unit of Atlantic forest areas under native vegetation and natural regeneration. **Microbial Ecology**, p. 1-13, 2021.

RYLANDS, A. B.; BRANDON. Unidades de conservação brasileiras. **Megadiversidade**, 1(1), 27-35. 2005.

SACRAMENTO, I. F.; MICHEL, R. F. M.; SIQUEIRA, R. G. Análise bitemporal de áreas queimadas na Mata Atlântica. **Sociedade e Natureza**, v. 32, p. 565-577, 2020.

SALES, M. A. *et al*. Influence of leaf quality in microbial decomposition in a headwater stream in the Brazilian Cerrado: a 1-year study. **Microbial Ecology**, v. 69, n. 1, p. 84-94, 2015.

SCHOENLEIN-CRUSIUS, I. H. *et al*. Diversity of conidial fungi and some abiotic variables of the water after the reopening of the Pirarungaua stream in the Jardim Botânico, São Paulo, São Paulo State, Brazil. **Hoehnea**, v. 43, p. 57-75, 2016.

SCHOENLEIN-CRUSIUS, I. H.; MILANEZ, A. Sucessão fúngica em folhas de Ficus microcarpa Lf submersas no lago frontal situado no Parque Estadual das Fontes do Ipiranga, São Paulo, SP. **Revista de Microbiologia**, v. 20, n. 1, p. 95-101, 1989.

SCHOENLEIN-CRUSIUS, I. H.; MOREIRA, C. G.; BICUDO, D. C. Aquatic Hyphomycetes in the Parque Estadual das Fontes do Ipiranga-PEFI, São Paulo, Brazil. Brazilian Journal of Botany, v. 32, p. 411-426, 2009.

SCHOENLEIN-CRUSIUS, I. H.; MOREIRA, C. G.; GOMES, E. P. C. Riqueza de fungos ingoldianos e de fungos aquático-facultativos no Parque Municipal do Carmo, São Paulo, SP, Brasil. **Hoehnea**, v. 45, n. 3, p. 379-393, 2018.

SCHOENLEIN-CRUSIUS, I. H.; MOREIRA, C. G.; GOMES, E. P. C. Riqueza dos fungos ingoldianos e dos fungos aquáticos facultativos do Parque Municipal da Aclimação, São Paulo, SP, Brasil. **Hoehnea**, v. 42, p. 239-251, 2015.

SCHOENLEIN-CRUSIUS, I; H. *et al*. Riqueza dos fungos ingoldianos e aquáticos facultativos no Parque Municipal do Ibirapuera, São Paulo, SP, Brasil. **Hoehnea**, v. 41, p. 61-76, 2014.

SCORIZA, R. N. *et al*. Métodos para coleta e análise de serrapilheira aplicados à ciclagem de nutrientes. **Série Técnica Floresta e Ambiente**, v. 2, p. 1-18, 2012.

SEENA, S. *et al*. Does the developmental stage and composition of riparian forest stand affect ecosystem functioning in streams? **Science of the Total Environment**, v. 609, p. 1500-1511, 2017.

SEIFERT *et al*. The genera of Hyphomycetes. CBS Biodiversity Series no. 9: 1-997. CBS-KNAW **Fungal Biodiversity Centre**, Utrecht, Netherlands., 2011

SEYEDMOUSAVI, S. *et al*. Fungal infections in animals: a patchwork of different situations. **Medical Mycology**, v. 56, n. suppl_1, p. S165-S187, 2018.

SILVA, G. V. R.; CASTAÑEDA-RUIZ, R. F.; MALOSSO, E. Comparison of aquatic hyphomycetes communities between lotic and lentic environments in the Atlantic rain forest of Pernambuco, Northeast Brazil. **Fungal Biology**, v. 123, n. 9, p. 660-668, 2019.

SILVA, S. S.; IZABEL, T. S. S.; GUSMÃO, L. F. P. Fungos conidiais associados a substratos vegetais submersos em algumas áreas do bioma Caatinga. **Rodriguésia**, v. 65, p. 527-538, 2014.

SOKOLSKI, S. *et al*. Streams in Quebec boreal and mixed-wood forests reveal a new aquatic hyphomycete species, Dwayaangam colodena sp. nov. **Mycologia**, v. 98, n. 4, p. 628-636, 2006.

SOSMA. Mata Atlântica. **Aqui Tem Mata**. Disponivel em: https://www.aquitemmata.org.br/#/. Acesso em: 10 nov 2021.

SOSMA. Mata Atlântica. **SOS Mata Atlântica**, 2020. Disponivel em: https://www.sosma.org.br/. Acesso em: 7 out. 2020.

TEAM, R. C. et al. **R: A language and environment for statistical computing**. 2013.

TIETEL, Z.; MASAPHY, S. True morels (Morchella)—Nutritional and phytochemical composition, health benefits and flavor: A review. **Critical Reviews in Food Science and Nutrition**, v. 58, n. 11, p. 1888-1901, 2018.

TOLKKINEN, M. *et al*. Multi-stressor impacts on fungal diversity and ecosystem functions in streams: natural vs. anthropogenic stress. **Ecology**, v. 96, n. 3, p. 672-683, 2015.

TUNDISI, J. G.; TUNDISI, T. M. **Limnologia**. Oficina de textos, 2016.

URAMOTO, K.; WALDER, J. M. M; ZUCCHI, R. A. Análise quantitativa e distribuição de populações de espécies de Anastrepha (Diptera: Tephritidae) no campus Luiz de Queiroz, Piracicaba, SP. **Neotropical Entomology**, v. 34, p. 33-39, 2005.

VOŘÍŠKOVÁ, J.; BALDRIAN, P. Fungal community on decomposing leaf litter undergoes rapid successional changes. **The ISME Journal**, v. 7, n. 3, p. 477-486, 2013.

WEBSTER, J.; WEBER, R. Introduction to fungi. **Cambridge University Press**, 2007.
WICKHAM, H. et al. Welcome to the tidyverse. **Journal of Open Source Software**. v. 4, n. 43, 1686. 2019.

WICKHAM, H.; FRANÇOIS, R.; HENRY, L. M. K. dplyr: a grammar of data manipulation. 2020. **R package version 0.8**, v. 4, 2021.

WIJAYAWARDENE, N. N. *et al*. Outline of Fungi and fungus-like taxa. **Mycosphere**, v. 11, n. 1, p. 1060-1456, 2020.

WILLOTT, S. J. Species accumulation curves and the measure of sampling effort. **Journal of Applied Ecology**, v. 38, n. 2, p. 484-486, 2001.

WWF. A importância da mata ciliar: *In:* **Mata ciliar é a formação vegetal nas margens dos nos, córregos, lagos, represas e nascentes.** [*S. l.*], Disponível em: https://www.wwf.org.br/natureza_brasileira/reducao_de_impactos2/agricultura/agr_acoes_resultados/agr_solucoes_mata_ciliar/. Acesso em: 29 jun. 2021.

YIRIGUI, Y. *et al*. Relationships between riparian forest fragmentation and biological indicators of streams. **Sustainability**, v. 11, n. 10, p. 2870, 2019.

YOUNGER, P. L. Water: All That Matters. **Hachette UK**, 2012.

APÊNDICE A – DESCRIÇÃO DAS VARIÁVEIS ABIÓTICAS

Pontos	UC	Data	pH	CE	OD	°C	Pluviosidade
P1	REBIO	nov. 2020	5,78	136,30	1,62	24,00	2,40
P2	REBIO	nov. 2020	5,85	129,60	1,99	24,00	2,40
P3	REBIO	nov. 2020	5,99	132,00	1,30	24,00	2,40
P4	REBIO	nov. 2020	6,05	138,20	2,55	24,00	2,40
P5	REBIO	nov. 2020	6,33	140,30	7,75	24,00	2,40
P6	REBIO	nov. 2020	6,34	137,40	1,54	24,00	2,40
P1	REBIO	mar. 2021	5,60	136,30	3,04	24,00	97,00
P2	REBIO	mar. 2021	5,53	132,30	1,62	25,00	97,00
P3	REBIO	mar. 2021	5,80	135,10	3,12	25,00	97,00
P4	REBIO	mar. 2021	5,67	140,20	2,35	25,00	97,00
P5	REBIO	mar. 2021	5,95	142,20	4,14	24,00	97,00
P6	REBIO	mar. 2021	5,94	143,50	3,53	24,00	97,00
P1	REBIO	ago. 2021	6,00	149,00	9,32	23,00	50,30
P2	REBIO	ago. 2021	6,60	148,00	12,97	24,00	50,30
P3	REBIO	ago. 2021	6,80	147,00	14,59	23,00	50,30
P4	REBIO	ago. 2021	6,20	148,00	15,41	23,00	50,30
P5	REBIO	ago. 2021	6,70	151,00	14,59	23,00	50,30
P6	REBIO	ago. 2021	7,00	155,00	20,28	23,00	50,30
P1	REBIO	nov. 2021	6,34	153,00	17,85	24,00	13,80
P2	REBIO	nov. 2021	6,35	153,00	20,27	24,00	13,80
P3	REBIO	nov. 2021	6,38	154,00	16,22	24,00	13,80
P4	REBIO	nov. 2021	6,40	153,00	24,32	24,00	13,80
P5	REBIO	nov. 2021	6,42	151,00	12,16	25,00	13,80
P6	REBIO	nov. 2021	6,94	160,00	17,84	24,00	13,80
P1	RPPN	nov. 2020	5,39	83,10	2,15	23,00	4,60
P2	RPPN	nov. 2020	5,82	86,10	3,57	23,00	4,60
P3	RPPN	nov. 2020	6,17	87,90	3,37	23,00	4,60
P4	RPPN	nov. 2020	6,72	90,20	6,81	26,00	4,60
P5	RPPN	nov. 2020	6,57	93,90	4,42	23,00	4,60
P6	RPPN	nov. 2020	5,47	163,90	1,37	23,00	4,60
P1	RPPN	mar. 2021	-	-	-	-	-
P2	RPPN	mar. 2021	5,40	95,80	1,74	22,00	62,40
P3	RPPN	mar. 2021	5,82	101,20	1,30	22,00	62,40
P4	RPPN	mar. 2021	6,59	100,70	5,60	28,00	62,40
P5	RPPN	mar. 2021	5,23	145,90	0,81	23,00	62,40
P6	RPPN	mar. 2021	5,12	154,60	1,91	22,00	62,40