



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

MARCELA ALVES BARBOSA

**DIVERSIDADE DE FUNGOS CONIDIAIS EM FOLHEDO DE MATA
CILIAR EM FLORESTA ÚMIDA DE PERNAMBUCO**

Recife

2018

MARCELA ALVES BARBOSA

**DIVERSIDADE DE FUNGOS CONIDIAIS EM FOLHEDO DE MATA
CILIAIR EM FLORESTA ÚMIDA DE PERNAMBUCO**

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

Área de Concentração: Micologia básica

Orientadora: Prof^a Dra. Elaine Malosso

Colaborador: Prof^o Dr. Rafael F. Castañeda-Ruiz

Recife

2018

Catálogo na fonte:
Bibliotecária Claudina Queiroz, CRB4/1752

Barbosa, Marcela Alves

Diversidade de fungos conidiais em folheto de mata ciliar em floresta úmida de Pernambuco / Marcela Alves Barbosa - 2018.

117 folhas: il., fig., tab.

Orientadora: Elaine Malosso

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

Inclui referências.

1. Fungos tropicais 2. Biomarcador quantitativo 3. Decomposição
I. Malosso, Elaine (orient.) II. Título

579.5

CDD (22.ed.)

UFPE/CB-2019-336

MARCELA ALVES BARBOSA

**DIVERSIDADE DE FUNGOS CONIDIAIS EM FOLHEDO DE MATA
CILAR EM FLORESTA ÚMIDA DE PERNAMBUCO**

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

Aprovada em: 28 / 08 / 2018

BANCA EXAMINADORA

Prof^ª Dra. Elaine Malosso (Orientadora)
Universidade Federal de Pernambuco

Prof^ª Dra. Neiva Tinti de Oliveira (Examinador Interno Titular)
Universidade Federal de Pernambuco

Prof^º Dr. Luís Fernando Pascholati Gusmão (Examinador Interno Titular)
Universidade Estadual de Feira de Santana

Dr. Phelipe Manoel Oller Costa (Examinador Externo Titular)
Universidade Federal de Pernambuco

Prof^º Dr. Roger Fagner Ribeiro Melo (Examinador Externo Titular)
Universidade Federal de Pernambuco

Prof^ª Dra. Cristina Maria de Souza-Motta (Examinador Interno Suplente)
Universidade Federal de Pernambuco

Dra. Josiane Santana Monteiro (Examinador Externo Suplente)
Museu Paraense Emílio Goeldi

Ao meu pai Edvaldo Barbosa (*in memoriam*).

À minha mãe Maria José e ao meu irmão Cristiano Barbosa,

Dedico

AGRADECIMENTOS

Agradeço primeiramente a Deus, que me deu forças e estímulo para a conclusão dessa tese.

À minha mãe Maria José, pelo seu incentivo e fé e ao meu pai Edvaldo Barbosa (*in memoriam*), que lutou comigo e nunca deixou eu desistir, pela importante base familiar, amor incondicional, exemplo e dedicação ao longo desses anos.

Ao meu irmão, Cristiano Barbosa, pelo amor, conforto nos momentos de incerteza e carinho.

À toda minha família e em especial a minha avó Josefa Gomes (*in memoriam*) por sempre acreditar e torcer por mim.

À CAPES pelo financiamento do projeto e à UFPE pelo conhecimento e formação.

Ao Departamento de Micologia e ao Programa de Pós-Graduação em Biologia de Fungos.

À minha orientadora, Profa. Dra. Elaine Malosso, pela dedicação, incentivo, ensinamentos, paciência, ao longo desses anos.

Ao professor Dr. Rafael F. Castañeda-Ruiz, que colaborou intensamente com as identificações taxonômicas e pelos ensinamentos e aprendizados.

À todos os professores do Departamento de Micologia e do PPGBF e em especial à profa. Neiva Tinti, que sempre foi prestativa e atenciosa, ao prof. Roger Melo, por sua amizade, à profa. Leonor Costa Maia por sua gentileza e aos profs. Cristina Souza-Motta, Oliane Magalhães e Gladstone Alves por sua atenção e disponibilidade todas as vezes que precisei.

Ao Laboratório de Micorrizas pela realização dos trabalhos.

Aos colegas do Laboratório de Biologia Molecular pelos agradáveis momentos de convivência e pela troca de conhecimentos.

Ao CETENE, pela realização das quantificações das amostras do ergosterol do solo, ao pesquisador Dr. Estaban Espinosa, por autorizar as análises e em especial, ao técnico Kelvin Silva, pelo empenho e dedicação em realizar as quantificações.

Ao ICMBio juntamente com o IBAMA pela permissão para realização da pesquisa na Reserva Biológica de Saltinho e ao funcionário José Cícero mais conhecido como Sr. Sabaré pelos seus conhecimentos da mata e por toda a ajuda nas coletas.

À CPRH – Agência Estadual do Meio Ambiente pela permissão para realização da pesquisa no Refúgio de Vida Silvestre Matas do Sistema Gurjaú – RVS Gurjaú e em especial

aos funcionários do RVS Gurjaú, à Elaine Braz, Fabio Amorim, Rinaldo Cezar, Sr. Carlos e Sr. Reis, pela atenção, ajuda, amizade, acompanhamento nas coletas e trocas de experiência.

Ao prof. Fernando, do departamento de Botânica, por realizar as quantificações do ergosterol do folheto e por sua gentileza e dedicação.

Aos pesquisadores Dra. Josiane Santana Monteiro pela ajuda na identificação de alguns espécimes e ser sempre tão solícita e ao Dr. Luís F. Pascholati Gusmão pelo envio de literaturas e trocas de experiências.

Aos amigos do laboratório de Hifomicetos de folheto, Phelipe Oller, Gabriela Silva, Wanderson Tavares, Fredson Alves, Geovana Batista e Janaina Ferreira pelos momentos de descontração, apoio, incentivo, amizade e ajuda ao longo desses anos.

Às amigas, Mayra Silva, Marina Araújo, Helena Oliveira, Elaiza Rocha, Maria José Lucena, Fabíola Gomes, Jessica Costa, Daniele Magna, Gianne Rizzuto, Karla Freire, Letícia Silva, Larissa Cardoso, Paula Silva, Débora, Ana Claudia que me acompanharam ao longo dessa caminhada e pelo suporte nas horas difíceis.

E a todos os meus amigos que estiveram presentes e contribuíram de alguma forma para realização deste trabalho.

“Valoriza teu pai, valoriza tua mãe, tua família, teus amigos, valoriza os que estão ao seu lado, a vida não avisa quando vai terminar.” (Autor desconhecido).

RESUMO

As matas ciliares produzem matéria orgânica que garantem nutrientes para a manutenção desse ecossistema, além de oferecer condições essenciais para o desenvolvimento dos fungos. Entre os fungos capazes de decompor a matéria orgânica estão os fungos conidiais, cuja principal importância para os ecossistemas é promover a ciclagem dos nutrientes a partir da decomposição. Diante disso, o presente trabalho teve como objetivo ampliar o conhecimento sobre a diversidade de fungos conidiais em folheto de regiões de mata ciliar em áreas de Mata Atlântica sob proteção ambiental. Foram realizadas 12 expedições, entre agosto de 2014 e julho de 2016, em duas Unidades de Conservação (UC - REBIO Saltinho e RVS Gurjaú). Em cada UC foram selecionados seis locais para coleta do folheto. As amostras de folheto foi levada ao Laboratório de Hifomicetos de Folheto da UFPE e submetidas à técnica de lavagem delicada em água corrente. O folheto foi colocado em câmaras úmidas e incubado em temperatura ambiente. O material incubado foi observado em estereomicroscópio e microscópio de luz e examinados durante 30 dias. Outra parte do folheto foi armazenada em *freezer* a $-20\text{ }^{\circ}\text{C}$ para extração do ergosterol como estimador da biomassa de fungos. A inspeção diária de fragmentos foliares, ao microscópio, permitiu o registro de 177 táxons de fungos conidiais, sendo registrados 135 táxons na REBIO Saltinho com 1.385 ocorrências e 128 táxons no RVS Gurjaú com 1.276 ocorrências. Na REBIO Saltinho, os táxons predominantes foram *Cryptophiale kakombensis*, *Beltrania rhombica*, *Beltraniella portoricensis*, *Helicomycetes roseus*, *Subulispora procurvata* e *Wiesneriomyces laurinus*; no RVS Gurjaú, os táxons predominantes foram *C. kakombensis*, *B. rhombica*, *B. portoricensis* e *Perelegomyces parviechinulatus*. Foram registradas três novas espécies, além de dois novos registros para a América do Sul. Os dados de constância foram semelhantes para a REBIO Saltinho e o RVS Gurjaú, nas duas áreas prevaleceram os táxons acidentais. A curva de acumulação de espécies produzida pelo estimador de riqueza *Bootstrap* permitiu a observação de aproximadamente 84% da riqueza estimada na REBIO Saltinho e 85% no RVS Gurjaú. A análise do folheto ao longo de dois anos de coleta mostrou que não houve diferença de riqueza entre as áreas. A análise de agrupamentos mostrou resultados semelhantes entre as áreas, em que nenhuma estrutura foi encontrada para a comunidade de fungos, seja por pontos (espacial) ou períodos de coleta (sazonal). As duas primeiras componentes principais (PCA) extraídas explicaram 27,8% da variância dos dados. Foi observada uma forte relação positiva do teor de ergosterol contido no folheto com a

ocorrência de táxons na REBIO Saltinho 0,78, e uma relação forte negativa entre o teor de ergosterol com a ocorrência de táxons no RVS Gurjaú -0,76. O ergosterol é considerado um bom estimador para a biomassa dos fungos. Com as análises estatísticas, taxonômica e quantitativa foi possível observar que há uma alta diversidade de fungos conidiais nas áreas estudadas e que as mesmas apresentam uma forte semelhança, isso mostra a importância de estudar outras áreas do mesmo bioma para ampliar o conhecimento em regiões de floresta tropical úmida sob proteção ambiental.

Palavras-chave: Fungos tropicais. Biomarcador quantitativo. Decomposição. Ecologia de comunidades.

ABSTRACT

Riparian forests produce organic matter that guarantees nutrients for the maintenance of this ecosystem, besides offering essential conditions for the development of fungi. Among the fungi capable of decomposing organic matter are conidial fungi, whose main importance for ecosystems is to promote nutrient cycling from decomposition. Therefore, the present work had the objective of increasing the knowledge about the diversity of conidial fungi in leaf litter of riparian forest in areas of Atlantic Forest under environmental protection. Twelve expeditions were carried out, between August 2014 and July 2016, in two Conservation Units (UC - REBIO Saltinho and RVS Gurjaú). In each UC six sites were selected for leaf collection. The samples of leaf were taken to the Laboratory of Leaf litter Hyphomycetes of UFPE and submitted to the gentle washing technique under running water. The leaflet was placed in humid chambers and incubated at room temperature. The incubated material was observed under stereomicroscope and light microscope and examined for 30 days. Another part of the leaf was stored in a freezer at -20°C for ergosterol extraction as a fungus biomass estimator. The daily inspection of leaf fragments under the microscope allowed 177 taxa of conidial fungi to be recorded, 135 taxa being recorded in REBIO Saltinho with 1,385 occurrences and 128 taxa in RVS Gurjaú with 1,276 occurrences. In the REBIO Saltinho, the predominant taxa were *Cryptophiale kakombensis*, *Beltrania rhombica*, *Beltraniella portoricensis*, *Helicomycetes roseus*, *Subulispora procurvata*, *Subulispora procurvata* and *Wiesneriomyces laurinus* in RVS Gurjaú, the predominant taxa were *C. kakombensis*, *B. rhombica*, *B. portoricensis* and *Perelegomyces parviechinulatus*. Three new species were recorded, as well as two new registrations for South America. Constancy data were similar for REBIO Saltinho and RVS Gurjaú, in both areas accidental taxa prevailed. The species accumulation curve produced by the *Bootstrap* richness estimator allowed the observation of approximately 84% of the estimated richness in REBIO Saltinho and 85% in RVS Gurjaú. Leaf analysis over two years of collection showed that there was no richness difference between the areas. Grouping analysis showed similar results between areas where no structure was found for the fungal community, either by point (spatial) or collection periods (seasonal). The first two principal components (PCA) extracted explained 27.8% of the data variance. There was a strong positive relationship between the ergosterol content contained in the leaf and the occurrence of taxa in REBIO Saltinho 0.78, and a strong negative relationship between the ergosterol content and the occurrence of taxa in RVS Gurjaú -0.76. Ergosterol is considered a good estimator for fungal biomass. With the statistical, taxonomic and

quantitative analyzes it was possible to observe that there is a high diversity of conidial fungi in the studied areas and that they have a strong similarity, this shows the importance of studying other areas of the same biome to expand knowledge in rainforest regions under environmental protection.

Keywords: Tropical fungi. Quantitative biomarker. Decomposition. Community Ecology.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1 -	Localização dos pontos de coleta na Reserva Biológica de Saltinho, PE-Brasil	35
Figura 2 -	Localização dos pontos de coleta no Refúgio de Vida Silvestre Matas do Sistema Gurjaú, PE-Brasil.	35
Figura 3 -	Aspectos dos pontos de coleta do folheto de mata ciliar na Reserva Biológica de Saltinho, na Mata Atlântica em PE-Brasil.	38
Figura 4 -	Aspectos dos pontos de coleta do folheto de mata ciliar no Refúgio de Vida Silvestre – Matas do Sistema Gurjaú, na Mata Atlântica em PE-Brasil.	39
Figura 5 -	Etapas do processamento das amostras do folheto terrestre.	40
Figura 6 -	Temperatura e Precipitação pluviométrica entre os meses e anos de coletas na REBIO Saltinho e no RVS Gurjaú, PE-Brasil.	47
Figura 7 -	<i>Endophragmiella</i> sp. (URM89960). a. conídios com septos, hialino nas células apicais. ...	66
Figura 8 -	<i>Corynespora cassiicola</i> . a. conidióforo e célula conidiogênica. b. conídios. ...	67
Figura 9 -	<i>Menisporopsis theobromae</i> . a. seta, conidióforos e célula conidiogênica. b. conídios com apêndices.	68
Figura 10 –	<i>Hyphodiscosia jaipuerensis</i> . a. conidióforos e b. célula conidiogênica. c. d. e conídios com apêndices.	69
Figura 11 –	Constância de fungos conidiais do folheto sobre o solo em decomposição de mata ciliar da REBIO Saltinho (azul) e RVS Gurjaú (verde), na Mata Atlântica em PE-Brasil.	74
Figura 12 –	Curva de acumulação de táxons de fungos conidiais encontrados na mata ciliar, observados no folheto misto em decomposição no RVS Gurjaú, PE-Brasil e as estimativas de riqueza do estimador não-paramétrico <i>Bootstrap</i> (linha verde), Sobs: riqueza observada (linha azul).	75
Figura 13 –	Curva de acumulação de táxons de fungos conidiais encontrados na mata ciliar, observados no folheto misto em decomposição na REBIO Saltinho, PE-Brasil e as estimativas de riqueza do estimador não-paramétrico <i>Bootstrap</i> (linha verde), Sobs: riqueza observada (linha azul).	75
Figura 14 -	Dendrogramas de similaridade da comunidade de fungos conidiais em	83

folheto terrestre coletado na mata ciliar da REBIO Saltinho (A) e do RVS Gurjaú (B) ao longo de dois anos de coletas, na Mata Atlântica em PE-Brasil. C1 a C12 representam as coletas realizadas.

- Figura 15 – Dendrograma de similaridade da comunidade de fungos conidiais em folheto terrestre sobre o solo coletado na mata ciliar da REBIO Saltinho e do RVS Gurjaú ao longo de dois anos de coletas, na Mata Atlântica em PE-Brasil. 85
- Figura 16 – Análise dos Componentes Principais dos táxons obtidos da REBIO Saltinho e do RVS Gurjaú na Mata Atlântica em PE-Brasil em dois anos de coletas. 87
- Figura 17 - Curva padrão a ser aplicada no cálculo do teor de ergosterol do folheto terrestre 88
- Figura 18 - Concentração do ergosterol no folheto terrestre de mata ciliar da REBIO Saltinho e RVS Gurjaú, na Mata Atlântica em PE-Brasil, nos períodos de coletas de agosto/2014 a julho/2016. 89
- Figura 19 - Concentração de ergosterol no folheto terrestre de mata ciliar da REBIO Saltinho e RVS Gurjaú, na Mata Atlântica em PE-Brasil, nos pontos de coletas P1 a P6. 90
- Figura 20 - *Codinaea leomaiae* (ex holotipo URM 88249). a. conídio. b. célula conidiogênica, conidióforo e conídio. Barra de escala = 10 µm. 94
- Figura 21 - Conídios de *Dictyosporium splendidum* (Holótipo, URM 89941). Barra de escala: a-c = 10 µm. 95
- Figura 22 - *Helminthosporium varium* (URM 89940). a-c. conídios. d. conidióforo, célula conidiogênica e conídios. Barra de escala: a-c = 10 µm, d = 25 µm. 96
- Figura 23 - *Pterygosporopsis fragilis* (URM 89964). a. conidióforo e célula conidiogênica com dentículo. b. aspecto geral (conidióforo, célula conidiogênica e conídio) em meio de cultura ágar-aveia e cenoura. c. conídios agrupados. d. conídeo. Barra de escala: 25 µm. 97
- Figura 24 - *Soloacrospora flagellisetosa* (URM 89965). a. seta em forma de flagelo. b. aspecto geral (conidióforo, célula conidiogênica e conídio). c. conídeo. Barra de escala: 25 µm. 98

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 -	Resultado do Teste de Normalidade entre as variáveis estudadas em dois fragmentos de Mata Atlântica (REBIO Saltinho e RVS Gurjaú), em PE-Brasil.	45
Tabela 2 -	Valores de p das comparações das variáveis (Ergosterol, N° de táxons, precipitação e temperatura) entre dois fragmentos de Mata Atlântica (REBIO Saltinho e RVS Gurjaú), em PE-Brasil.	46
Tabela 3 -	Fungos conidiais e frequência de ocorrência em termos de número de registro em folheto em decomposição coletado em seis locais da REBIO Saltinho, (Pontos S1-S6), PE-Brasil e categoria da constância dos táxons.	53
Tabela 4 -	Fungos conidiais e frequência de ocorrência em termos de número de registro em folheto em decomposição coletado em seis locais do RVS Gurjaú, (Pontos G1-G6), PE-Brasil e categoria da constância dos táxons.	61
Tabela 5 -	Espécies de fungos conidiais identificadas no folheto sobre o solo em decomposição da mata ciliar que ocorrem na REBIO Saltinho e no RVS Gurjaú, na Mata Atlântica em PE-Brasil.	70
Tabela 6 -	Riqueza de Espécies, Diversidade de Shannon-Wiener (H'), Equitabilidade de Pielou (e) e Dominância de Berger-Parker de fungos aplicados às coletas realizadas nas áreas de mata ciliar da REBIO Saltinho e do RVS Gurjaú, na Mata Atlântica de PE-Brasil.	77
Tabela 7 -	Índices ecológicos referentes às espécies de fungos conidiais coletados na mata ciliar da REBIO Saltinho e do RVS Gurjaú na Mata Atlântica em PE-Brasil.	80
Tabela 8 -	Correlação de Pearson entre a média de ergosterol no folheto e a média de ocorrência dos fungos conidiais no folheto coletado na REBIO Saltinho e no RVS Gurjaú, PE-Brasil, comparados os pontos de coleta.	91
Tabela 10 -	Correlação de Pearson entre a média de ergosterol no folheto e a média de ocorrência dos fungos conidiais no folheto coletado na REBIO Saltinho e no RVS Gurjaú, PE-Brasil, comparadas as datas de coleta.	92

SUMÁRIO

1	INTRODUÇÃO.....	16
2	FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA.....	18
2.1	MATA ATLÂNTICA DO BRASIL.....	18
2.1.1	Histórico e Origem dos fragmentos da Mata Atlântica.....	18
2.1.2	Remanescentes e biodiversidade da Mata Atlântica.....	20
2.1.3	A proteção da Mata Atlântica.....	21
2.2	IMPORTÂNCIA DA MATA CILIAR.....	22
2.3	A MATÉRIA ORGÂNICA E A MANUTENÇÃO DAS MATAS.....	24
2.4	DECOMPOSIÇÃO DO FOLHEDO.....	25
2.5	ASPECTOS GERAIS DOS FUNGOS E A IMPORTÂNCIA DO SOLO.....	25
2.6	UM OLHAR SOBRE OS FUNGOS CONIDIAIS.....	28
2.6.1	Perspectivas dos fungos conidiais no Brasil , Nordeste e Pernambuco.....	30
2.7	ERGOSTEROL: BIOMARCADOR PARA A BIOMASSA DE FUNGOS.....	31
3	MATERIAL E MÉTODOS.....	34
3.1	ÁREAS DE ESTUDO.....	34
3.2	VARIÁVEIS CLIMATOLÓGICAS.....	35
3.3	COLETA, PREPARAÇÃO E ANÁLISE DAS AMOSTRAS.....	36
3.4	EXTRAÇÃO DE ERGOSTEROL DO FOLHEDO.....	40
3.4.1	Quantificação cromatográfica de ergosterol do folhedo.....	41
3.5	ÍNDICES ECOLÓGICOS DOS FUNGOS CONIDIAIS EM FOLHEDO.....	41
3.5.1	Frequência de ocorrência.....	41
3.5.2	Riqueza de espécies	42
3.5.3	Estimativa de riqueza.....	42
3.5.4	Constância.....	42
3.5.5	Diversidade de Shannon-Wiener ('H).....	42
3.5.6	Equitabilidade de Pielou (J').....	43
3.5.7	Dominância de Begger-Parker (d).....	43
3.5.8	Similaridade	43
3.6	TRATAMENTO ESTATÍSTICO DOS DADOS.....	44
3.7	ANÁLISE DE VARIÂNCIA (ANOVA) DOS DADOS DE ERGOSTEROL.....	44
3.7.1	Correlação de Pearson.....	44
3.8	ANÁLISE DE COMPONENTES PRINCIPAIS (PCA).....	44

4	RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	45
4.1	CENÁRIO AMBIENTAL PARA O DESENVOLVIMENTO DOS FUNGOS CONIDIAIS.....	45
4.2	OS FUNGOS CONIDIAIS DA REBIO SALTINHO E DO RVS GURJAÚ.....	48
4.3	O QUE OS ÍNDICES ECOLÓGICOS MOSTRAM SOBRE OS FUNGOS CONIDIAIS?.....	74
4.4	SIMILARIDADE E VARIÂNCIA ENTRE AS COMUNIDADES DE FUNGOS CONIDIAIS DO FOLHEDO EM DECOMPOSIÇÃO SOBRE O SOLO.....	82
4.5	ANÁLISE DA BIOMASSA DE FUNGOS NO FOLHEDO COM BASE NO TEOR DE ERGOSTEROL	88
4.6	NOVIDADES TÁXONÔMICAS DE FUNGOS CONIDIAIS NA MATA ATLÂNTICA DE PERNAMBUCO.....	93
5	CONCLUSÃO.....	99
	REFERÊNCIAS.....	100

1 INTRODUÇÃO

O conhecimento sobre as Florestas Tropicais no mundo, e particularmente nas Américas, está centrado nas florestas úmidas, como a Mata Atlântica e Amazônia. Considerado um dos biomas brasileiros mais ricos em espécies de plantas e animais, a Mata Atlântica está presente na maior parte da região litorânea do Brasil e é considerada como uma das mais importantes florestas tropicais do mundo. Entretanto, devido às intervenções humanas, grande parte da sua vegetação natural foi e continua sendo alterada, comprometendo a biodiversidade desse bioma (PINTO; BRITO, 2005; SILVA; CASTELETI, 2005).

Nos fragmentos de florestas úmidas estão as matas ciliares, que ficam às margens de rios, igarapés, lagos, olhos d'água e represas (BRASIL, 2015). Essas matas desempenham importante função ambiental, formando corredores que favorecem o fluxo gênico entre remanescentes florestais, funcionando também como barreiras naturais contra a disseminação de pragas e doenças nas lavouras. A mata ciliar também é fundamental para a manutenção da qualidade da água e estabilidade dos solos de margem (CHABARIBERY *et al.* 2008).

A fertilidade natural dos solos, inclusive dos que margeiam corpos d'água, depende da dinâmica de matéria orgânica e ciclagem de nutrientes que é realizada pela comunidade microbiana do solo. A perturbação e a degradação dos solos tem se agravado nas últimas décadas por vários fatores, como a deposição de resíduos de processos industriais, a construção civil, a agricultura, entre outros (KRUPEK; FELSKI, 2006).

As pastagens são uma das principais razões da destruição das matas ciliares. A maior umidade das várzeas e beira de rios permite melhor desenvolvimento de pastagens na estação seca e, por essa razão, os fazendeiros recorrem a essa opção mais simples. O desmatamento é outra causa, pois o aumento das populações rurais e a prática de sistemas de produção que não são adaptados às condições locais de clima e solo têm sido fatores responsáveis pela destruição dessas florestas nativas (BRASIL, 2015).

Nesses ambientes de florestas úmidas são encontrados diversos micro-organismos, como os fungos, que ocorrem naturalmente com os demais integrantes da biota. Eles desempenham um papel essencial na ciclagem e transporte de nutrientes e crescimento das plantas (BILLS *et al.*, 2004). Uma mudança ou alteração que ocorra no ambiente pode causar desequilíbrio nas comunidades microbianas e favorecer a disseminação/predominância de espécies que podem prejudicar os demais componentes da biota (MILLER; KLING, 2000; ZANGARO *et al.*, 2008).

Os fungos conídias representam um grupo de fungos que produzem conídios através da reprodução assexuada, sendo amplamente distribuídos no ambiente. Eles estão presentes em diferentes habitats terrestres e aquáticos, ocorrendo em abundância no folhedo. O folhedo depositado é colonizado por organismos de várias espécies que contribuem para a degradação desses substratos e participam da ciclagem de nutrientes e enriquecimento do solo (KIRK *et al.*, 2008; CASTRO *et al.*, 2011).

Fungos conidiais são responsáveis por boa parte da decomposição da matéria orgânica, atuando nas transformações bioquímicas nos ecossistemas. A atividade de degradação libera compostos mais simples, os quais podem ser reabsorvidos pelas plantas. Esses fungos também aumentam a assimilabilidade dos substratos, facilitando o consumo pelos detritívoros e, assim, dinamizando a ciclagem de nutrientes ou servindo de alimento por meio da produção de biomassa (ALEXOPOULOS *et al.* 1996).

Apesar da sua importância, estudos taxonômicos sobre fungos conidiais em folhedo, no Brasil, ainda são escassos (MARQUES *et al.* 2008; BARBOSA *et al.*, 2009, COSTA *et al.*, 2016ab; COSTA; GUSMÃO, 2017). Sendo assim, estudar a diversidade de fungos existentes nesses ecossistemas pode ajudar a entender a decomposição do folhedo e a ciclagem de nutrientes em solos de mata ciliar na Mata Atlântica. Além da análise taxonômica, métodos bioquímicos quantitativos, como a análise por ergosterol da biomassa de fungos filamentosos, podem proporcionar uma compreensão mais abrangente da estrutura das comunidades de fungos na serapilheira.

Dessa forma, estudos em matas ciliares são fundamentais para a compreensão de espécies de fungos que ocorrem no folhedo sobre o solo nesses ecossistemas. Este trabalho foi conduzido com base nas hipóteses de que as matas ciliares de duas áreas de Floresta Úmida de Pernambuco possuem espécies de fungos conidiais, em folhedo, ainda por serem descritas e que a estrutura da comunidade microbiana no folhedo de margem não varia entre áreas conservadas.

Dessa forma, o presente trabalho teve como objetivo ampliar o conhecimento sobre a diversidade de fungos conidiais em folhedo de regiões de mata ciliar em áreas de Mata Atlântica sob proteção ambiental.

2 FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA

2.1 MATA ATLÂNTICA DO BRASIL

2.1.1 Histórico e origem dos fragmentos da Mata Atlântica

A biodiversidade da Mata Atlântica evoluiu, há mais de 50 milhões de anos, sem a influência das destruições de habitats. Entretanto, com a chegada do homem às planícies sul-americanas, por volta de 13 mil anos atrás, iniciou-se um processo de interferência e de extinção da megafauna. Em seguida, quando o homem começou a invadir a floresta, ocorreram mudanças irreversíveis no ambiente (CAMPANILI; PROCHNOW, 2006).

Em função disso, a Mata Atlântica é composta por elementos antigos, que se diferenciaram há pelo menos três milhões de anos, como também por elementos recentes, que datam de cerca de 10–20 mil anos. É possível perceber essa evolução, observando as numerosas espécies que habitam esse ecossistema, o que indica que a Mata Atlântica passou por vários períodos de diferenciação geológica, como a formação de rios, e mudanças paleoecológicas globais e regionais causadas por movimentos tectônicos (SILVA; CASTELETI, 2005).

Nesse cenário de mudanças desse ecossistema, o processo de degradação da Mata Atlântica iniciou-se com a chegada dos europeus ao Brasil, em 1500, e com a exploração do pau-brasil (COIMBRA-FILHO; CÂMARA, 1996). A partir de então, a destruição da floresta foi promovida quando os colonizadores passaram a queimar áreas para o consumo da madeira, criar extensivamente o gado, ocupar terras, alterando profundamente esse ambiente (CÂMARA, 2005; CAMPANILI; PROCHNOW, 2006; RIBEIRO *et al.*, 2009).

A partir do século XX houve uma aceleração da devastação da Mata Atlântica em decorrência da industrialização. A construção da rede de ferrovias por toda a extensão do bioma permitiu a ocupação de novas áreas para o cultivo e expansão de núcleos urbanos, levando à perda e à fragmentação desse habitat. A exploração da madeira combinada com as ameaças emergentes da mudança do clima global, resultante das emissões de CO₂, vem causando a perda da biodiversidade (CÂMARA, 2005; BUTCHART *et al.*, 2010; LAURANCE *et al.*, 2012; MELO *et al.*, 2013).

Cerca de menos de 10% do bioma de Floresta Tropical estão dentro de áreas de proteção integral e as áreas globais protegidas apresentam cobertura limitada. Esse fator é fruto do papel desempenhado pelo homem, modificando as paisagens naturais, seja pelas atividades agrícolas, mineração, queimadas e outros, que pode influenciar na composição de inúmeros táxons (SCHMITT *et al.*, 2009; GARDNER *et al.*, 2009). Em razão disso, Harvey *et*

al. (2014) relatam que conceitos mais recentes como corredores de biodiversidade e paisagens climáticas surgiram com o propósito de oferecer suporte para a gestão dos impactos ambientais causados pelo homem, com o intuito de reduzir os efeitos da fragmentação dos ecossistemas promovendo a ligação entre diversas áreas, além de permitir o fluxo gênico entre espécies.

A partir desse contexto, alguns pesquisadores brasileiros tem se dedicado a descrever a biodiversidade da Mata Atlântica, baseados em pesquisas com contextos modernos, como a homogeneização de comunidades ecológicas, que resultam na proliferação de espécie vegetais nativas e paisagens tropicais mais harmonizadas. Joly *et al.* (2014) relatam que esse “laboratório natural” tem auxiliado para uma melhor compreensão da ecologia e evolução das florestas tropicais e para determinar a medida em que esse bioma insubstituível é suscetível a ações antrópicas. Devido à essas ações, hoje se sabe que a maioria das espécies estão declinando como resultado de atividades humanas (consideradas espécies nativas “perdedores”) e estão sendo substituídas por poucas espécies altamente resilientes “vencedores”, representadas por espécies exóticas cosmopolitas que estão expandindo rapidamente suas faixas geográficas. O resultado será uma biosfera mais homogênea, com menor diversidade nas escalas regional e global.

É importante a conservação desse bioma tão ameaçado e essencial para a manutenção da vida, pois cerca de 120 milhões de brasileiros vivem em áreas da Mata Atlântica, onde são produzidos aproximadamente 70% do PIB. Essa Mata também presta importantes serviços ambientais que dependem da preservação dos remanescentes, os quais mantêm nascentes e fontes, regulam o fluxo dos mananciais de água usados para o abastecimento de cidades e comunidades do interior, e ainda, ajudam a regular o clima, a temperatura, a umidade, as chuvas, garantindo a fertilidade do solo, além de proteger as encostas (SCHÄFFER; PROCHNOW, 2002).

Apesar da importância da conservação é necessário atentar para o crescente risco da homogeneização devido ao reflorestamento de áreas de plantio e fazendas, onde a lei (o Código Florestal) obriga os fazendeiros a reflorestar. O reflorestamento sem o devido cuidado torna os fragmentos florestais mais homogêneos. Sendo assim, a melhor forma de lidar com esse problema é adequar tecnologias de reposição florestal às políticas de proteção, ou seja, tornar a recomposição mais eficiente (TABERELLI; PERES; MELO, 2012; MELO *et al.*, 2013).

2.1.2 Remanescentes e biodiversidade da Mata Atlântica

A Mata Atlântica se estende pela costa brasileira do Rio Grande do Sul até o Rio Grande do Norte e é composta por remanescentes de um conjunto vegetacional que abrange dezessete estados brasileiros além de dois outros países: Argentina e Paraguai (PINTO; BRITO, 2005; FUNDAÇÃO SOS MATA ATLÂNTICA, 2016).

Considerada um dos 34 *hotspots* mundiais de biodiversidade, a Mata Atlântica é uma área prioritária para conservação devido à alta diversidade e endemismo, como também à extinção de espécies devido, principalmente, à degradação da vegetação ocasionada por ações antrópicas que alteram o ciclo natural desse bioma. A Mata Atlântica detém hoje cerca de 7,3% da sua área original, sendo considerada a quinta área mais ameaçada do planeta (CONSERVAÇÃO INTERNACIONAL-BRASIL, 2016).

Nos remanescentes de Mata Atlântica é produzida uma grande quantidade de matéria orgânica que garante nutrientes para a manutenção de seus ecossistemas (CONTI; FURLAN, 2003). O percentual dos remanescentes bem conservados é cerca de 7% (FUNDAÇÃO SOS MATA ATLÂNTICA E INSTITUTO NACIONAL DE PESQUISAS ESPACIAIS, 2013). Esses dados mostram o estado alarmante de fragmentação florestal em que se encontram estes remanescentes, comprovando a ameaça à manutenção da biodiversidade (FUNDAÇÃO SOS MATA ATLÂNTICA, 2016).

No Nordeste do Brasil são encontrados vários fragmentos desse bioma. Porém, as áreas remanescentes dessa floresta são cercadas por muitas plantações de cana de açúcar, ou por áreas urbanas, o que faz com que seja reduzida a extensão de áreas com matas de grande porte. A Mata Atlântica no Nordeste abrangia uma área original de 255.245 km², ocupando 28,84% do seu território. Segundo a Sociedade Nordestina de Ecologia (SNE), Fundação SOS Mata Atlântica e parceiros governamentais para o mapeamento da Mata Atlântica, o bioma no Nordeste ocupa atualmente uma área aproximada de 19.427 km², cobrindo uma área total de 2,21% de seu território (TABARELLI *et al.*, 2006).

Em Pernambuco, diante de diversas devastações da cobertura vegetal da Mata Atlântica, é possível encontrar parte desses fragmentos em alguns municípios litorâneos, concentrando-se pela Zona da Mata Norte e Sul, além de algumas áreas da Região Metropolitana do Recife (MMA, 2014). Dentre as capitais do Brasil, Recife é considerada a terceira que mais preserva a Mata Atlântica. A capital pernambucana está 100% inserida no bioma e tem 20% dele conservado, um percentual que corresponde a 4,4 mil hectares (INPE, 2015).

Em virtude de uma longa história de perturbação, grande parte dos remanescentes de Mata Atlântica está inserido em paisagens modificadas pelo homem. Taberelli *et al.* (2010) e Ribeiro *et al.* (2009), relataram que existe uma combinação dinâmica dos componentes desse habitat com alguns grandes fragmentos de crescimento da antiga floresta, além disso, muitos remanescentes florestais apresentam diferentes graus de perturbação e crescimento lento de floresta em recuperação de terras agrícolas ou pastagens. Além disso, existem pequenas áreas agroflorestais e de plantações de árvores exóticas consideradas em regeneração assistida (CHAZDON, 2008).

Ellis *et al.* (2010) descreveu que a Mata Atlântica converteu-se em um “*Anthrome*” (biomas antropogênicos ou “biomas humanos”), ou seja, há interação direta do homem com o ecossistema. Muitos efeitos dessa interação estão associados com a perda da biodiversidade por gerar mudanças nas paisagens florestais.

Desde 1988, os estados brasileiros que possuem remanescentes de Mata Atlântica criaram o Consórcio Mata Atlântica com a finalidade de trocar experiências e adaptar os trabalhos de proteção desse domínio. O Estado de Pernambuco, junto com os outros estados do Nordeste, obteve a proposta aprovada pela UNESCO em 1993, alcançando a maioria dos remanescentes da Mata Atlântica do Estado. Esse projeto passou a ser desenvolvido com o intuito de reconhecer o conjunto de remanescentes de Mata Atlântica e ecossistemas agregados como Reserva da Biosfera pela UNESCO (LIMA, 1998).

2.1.3 A proteção da Mata Atlântica

O regime jurídico de proteção do Bioma Mata Atlântica, definido pela Lei Federal nº 11.428, de 22/12/2006 (BRASIL, 2006), e por seu regulamento, o Decreto Federal nº 6.660, de 21/11/2008 (BRASIL, 2008) – presume a proteção das espécies ameaçadas de extinção. Entretanto, a utilização prática de seus dispositivos se limita ao correto entendimento da preservação integral de espécies e comunidades dentro desse ecossistema. Uma vez que a Mata Atlântica é um patrimônio nacional, sendo reconhecido seu valor pela diversidade de espécies de plantas, animais e de microrganismos, se torna importante incentivar mais pesquisas nessas florestas tropicais. Esse bioma concentra a maior biodiversidade do mundo e, de acordo com estimativas, pelo menos 50% de todas as espécies habitam seus ecossistemas (SATISH; SULTANA; NANJUNDIAH, 2007).

Lewinsohn e Prado (2002a) relatam que o conhecimento sobre a biodiversidade da Mata Atlântica é limitado, uma vez que um grande número de novos táxons foi descrito para os grupos da fauna nos últimos 20 anos. A respeito dessa situação, é necessário conhecer as espécies existentes e saber quais são os aspectos críticos para sua sobrevivência no ambiente natural, no sentido de preservar a biodiversidade. Pfenning e Abreu (2006), salientam que a diversidade de micro-organismos, e em especial a de fungos, é pouco conhecida, com grande parte das pesquisas sendo trabalhos pioneiros e restritos a uma área ou bioma. Por exemplo, no Brasil, três dos principais biomas, Cerrado, Mata Atlântica e Amazônia, apresentam diferenças em relação à composição de espécies vegetais e condições edafoclimáticas, compondo uma diversidade enorme de espécies que faltam ser registradas.

Dessa forma, a legislação tem o objetivo de garantir a preservação dos remanescentes da Mata Atlântica e gerar subsídios para a recuperação das áreas severamente degradadas. Entretanto, a lei não veta definitivamente o corte da vegetação ou ocupação de áreas, desde que sejam seguidos critérios rígidos para essas intervenções. O fundamento da lei está baseado no seguinte: áreas conservadas devem ser mais protegidas, áreas degradadas devem ser melhoradas e áreas desmatadas devem ser priorizadas para o uso, evitando assim o avanço de atividades como agricultura, pastagens e habitação sobre áreas conservadas (LEI n.11.428/2006).

2.2 IMPORTÂNCIA DA MATA CILIAR

Mata ciliar é aquela que circunda as nascentes e os cursos de água. Existem denominações para a vegetação ciliar ou ripária comumente usadas em diferentes regiões do Brasil como "floresta ripária", "florestas ribeirinhas", "matas de galeria", "floresta ripícola" e "floresta beiradeira" (ANDRADE *et al.*, 2005; MARTINS, 2007; INPE, 2011).

As matas ciliares estão presentes em todos os biomas do território brasileiro, como Cerrado, Caatinga, Amazônia, Pantanal e Pampa, conectando os processos ecológicos e desempenhando funções de extrema importância na manutenção da qualidade da água e estabilidade dos solos, abrindo caminho para a circulação de animais e para o fluxo gênico das espécies (ANDRADE *et al.*, 2005; MARTINS, 2007; INPE, 2011).

Declarada pelo Código Florestal Lei nº 12.651/12 como “área de preservação”, a mata ciliar apresenta várias funções ambientais, sendo necessário respeitar uma extensão específica de acordo com a largura do rio, lago, represa ou nascente. Essa área precisa estar conservada e em caso de degradação deve-se prever a imediata recuperação.

As matas ciliares são sistemas vegetais primordiais para a manutenção do equilíbrio ambiental, pois é fundamental para a manutenção da qualidade da água e da estabilidade dos solos de margem. A preservação e a recuperação das matas ciliares, associadas às práticas de conservação e ao manejo adequado do solo, garantem a proteção de um dos principais recursos naturais que é a água (TABARELLI *et al.*, 1998; SANDERSON *et al.*, 2003).

A mata ciliar apresenta tanto importância para a biodiversidade não aquática quanto para a aquática. A destruição dessa mata modifica o índice de luminosidade incidente, a composição química e a temperatura da água, além de interferir sobre as espécies presentes nesse ambiente (KRUPEK; FELSKI, 2006).

Santos *et al.* (2008) atribuem à presença da mata ciliar a diminuição da poluição difusa rural. Essa poluição não pode ser facilmente identificada e atinge uma área extensa, levando uma imensa quantidade de poluentes para os cursos de água, o que resulta no aumento de doenças com disseminação hídrica, causadas, sobretudo, por vírus e bactérias aderidos aos sedimentos.

A vegetação ciliar contribui para abrigar muitas espécies de animais e disseminar espécies vegetais, mas para que esse ciclo funcione bem, é necessária a manutenção do equilíbrio ambiental e da biodiversidade, pois as espécies variam de acordo com as características locais e também com as diferentes condições de inundação verificadas nas nascentes (ARAÚJO *et al.*, 2004).

A conservação desse ambiente é bastante importante, mas tem sido observado um alto grau de degradação das matas ciliares. Martins (2007) reporta que os fatores cruciais para a degradação dessas matas é o desmatamento para expansão de áreas urbanas e agrícolas, incêndios e a extração de areia nas zonas ripárias. Nesse contexto, as matas ciliares acabaram sendo destruídas para a criação de cidades, e hoje os remanescentes sofrem inundações e constantes perturbações.

Segundo o artigo 4º da Lei Federal nº 12.651, de 25 de maio de 2012, que estabelece o Código Florestal, “todas as nascentes mesmo que intermitentes, devem possuir um raio mínimo de 50 m de preservação da mata ciliar”. A lei referida determina a nascente como área de preservação permanente, estando proibida qualquer interferência humana.

Attanasio (2012), afirma que as matas ciliares apresentam uma grande diversidade, com número de espécies superior aos encontrados em outras formações florestais, além de sua importância em multiplicar espécies vegetais, uma vez que formam corredores de migração.

Essas matas são de grande importância, uma vez que a qualidade e a quantidade de água das nascentes podem ser modificadas por diversos fatores como: declividade, tipo de

solo e uso da terra (BURKHARD; PETROSILLO; COSTANZA, 2010; ATTANASIO et al., 2012). Principalmente, no que se refere ao uso da terra, como destaca Valente (2005) não adianta a área imediatamente ao redor da nascente estar conservada se o seu entorno apresenta degradações provocadas por atividades agropecuárias intensas. É necessária a consciência de que as atividades humanas podem influenciar o comportamento da bacia hidrográfica.

2.3 A MATÉRIA ORGÂNICA E A MANUTENÇÃO DAS MATAS

Nos ecossistemas terrestres, o processo de estocagem de carbono e nitrogênio acontece em dois reservatórios: a biomassa viva (animais, vegetais e micro-organismos) e a matéria orgânica do solo, que é considerada o maior reservatório de carbono terrestre (CERRI *et al.* 2004). A biomassa viva (ou microbiana) do solo é também uma importante fonte de nitrogênio devido ao fato do ciclo do nitrogênio estar associado à matéria orgânica. Assim, a biomassa microbiana funciona como um tampão de nitrogênio no solo, onde ela controla a disponibilidade deste nutriente a partir dos processos de mineralização e imobilização (BARRETO *et al.*, 2008).

A porção viva que forma a matéria orgânica do solo é constituída de macro-organismos (15–30%), biomassa microbiana (60–80%) e raízes (5–10%), e a porção não viva (98%) corresponde à maior fração do carbono orgânico do solo (MACHADO, 2005).

A matéria orgânica executa funções importantes no solo como: melhoria da estrutura e aeração, retenção de umidade, incorporação de nutrientes como o nitrogênio e enxofre, dentre outras, assim como aumenta o tamponamento do solo. Além disso, ela apresenta uma fração lábil e uma estável. A matéria orgânica lábil compreende os resquícios de folhas em decomposição, substâncias não-húmicas, formas solúveis em água, macro-organismos e a biomassa microbiana. Enquanto que os componentes estáveis são as substâncias húmicas e outras macromoléculas mais resistentes ao ataque microbiano devido à sua estrutura molecular (BARROS *et al.*, 2011).

Rangel e Silva (2007), destacam que em solos de clima tropical, a biomassa microbiana contém cerca de 2 a 5% de carbono orgânico e até 5% de nitrogênio total. O carbono orgânico apresenta uma rápida ciclagem, o que faz alterar sua concentração que é influenciada pelos fatores sazonais e de manejo do solo. Por isso, o carbono orgânico pode ser utilizado como identificador mais sensível das alterações na matéria orgânica do solo e da qualidade ambiental.

2.4 DECOMPOSIÇÃO DO FOLHEDO

A serapilheira constitui a maior fonte de matéria orgânica para os ambientes terrestres, sendo composta por ramos, folhas e detritos. O seu acúmulo está relacionado com a atividade decompositora dos microrganismos e também com o grau de perturbação dos ecossistemas (COSTA *et al.*, 2010). Além disso, a serapilheira tem diversas funções relacionadas ao equilíbrio e dinâmica dos ecossistemas (BRUN *et al.*, 2001; FIGUEIREDO-FILHO *et al.*, 2003; VITAL *et al.*, 2004; FERNANDES *et al.*, 2006).

Para Pagano e Durigan (2000), em áreas onde há troca entre ecossistemas terrestres e aquáticos, encontram-se processos de transferência importantes que são únicos de matas ciliares. O primeiro é a entrada de sedimentos por meio das áreas contíguas, que são levadas pelas águas das chuvas ou de rio, estando retido pela faixa florestal que comporta-se como um filtro; enquanto que o segundo diz respeito à entrada de nutrientes por meio do fluxo lateral do lençol freático, levando os nutrientes das porções mais altas para a faixa ciliar.

Os fatores que mais influenciam a forma e a ciclagem de nutrientes estão relacionados com as condições climáticas, fenológicas e também com os aspectos ambientais e os poluentes, cujos efeitos variam entre as espécies (SCHMACHER, 1992).

As folhas correspondem à parte principal da serapilheira, devido à massa e o conteúdo de nutrientes orgânicos e inorgânicos (SANTANA; SOUTO, 2011). Os fungos são um dos principais responsáveis pela decomposição da serapilheira e desempenham um papel importante nos ecossistemas, uma vez que promovem a ciclagem dos nutrientes, sendo os fungos conidiais relatados como os colonizadores chave da serapilheira (DIX; WEBSTER, 1995).

2.5 ASPECTOS GERAIS DOS FUNGOS E SUA IMPORTÂNCIA NO SOLO

Os fungos são seres eucarióticos, aclorofilados e produtores de esporos que, geralmente, se reproduzem assexuada e sexuadamente, podendo se apresentar sob a forma de leveduras, formar pseudomicélio, ou apresentar hifas, sendo, neste caso, filamentosos e multicelulares (ALEXOPOULOS *et al.*, 1996; ESPOSITO; AZEVEDO, 2010).

As hifas interagem com as partículas do solo, raízes e sedimentos, formando um corpo filamentoso que promove a busca de alimento. Essa rede libera enzimas para o solo e quebra

moléculas, agindo assim na ciclagem dos nutrientes do solo (MONTGOMERY; BIKLÉ, 2016).

Na forma somática ou de crescimento do micélio, a principal característica morfológica é o conjunto de hifas, que são estruturas tubulares ramificadas em abundância, que recebem o nome de micélio. Essa estrutura pode ser dividida em: sistema somático, formado pelas hifas que invadem o meio para absorver nutrientes; e sistema reprodutivo, formado pelas hifas que emergem acima da superfície do substrato, formando estruturas reprodutivas e/ou esporos (ALEXOPOULOS *et al.*, 1996).

A identificação dos fungos filamentosos se baseia, geralmente, nas características morfológicas das estruturas reprodutivas, tanto sexuais quanto assexuais, mas que nem sempre são possíveis de observar, havendo a necessidade, nesses casos, de alterar as condições de cultivo para induzir a reprodução. Por exemplo, pode-se utilizar para esse fim um meio de cultura pobre em nutrientes (ágar-água), aumentar a iluminação da cultura ou irradiar com doses baixas de luz ultravioleta. Porém, essas alternativas só são possíveis para espécies cultiváveis.

Stukenbrock e Rosendahl (2005) ressaltam que é importante utilizar os métodos morfológicos para identificação, mas o uso das técnicas moleculares permite distinguir diferenças entre isolados de uma mesma espécie, que usualmente os estudos fenotípicos não permitem. O emprego de ambos grupos de técnicas contribui muito para a identificação correta dos fungos.

Aislabie e Deslippe (2013) afirmam que os fungos são extremamente diversos e apresentam estratégias de vida únicas que lhes permitem cumprir uma grande variedade de funções ecológicas, seja como sapróbios, biotróficos e até mesmo necrotróficos. As suas hifas são componentes fundamentais na cadeia alimentar do solo. Devido à complexidade e ramificação das hifas, o micélio ocupa um grande volume e produz uma variedade de enzimas que atuam na matéria orgânica do solo.

Sendo assim, o solo é o reservatório fundamental de células fúngicas, sendo que o acúmulo de micélio melhora a estrutura do solo, incrementa a ciclagem de nutrientes e, em alguns casos, estabelece associações com as plantas (MACCHERONI *et al.*, 2010; AISLABIE; DESLIPPE, 2013).

Maccheroni *et al.* (2010) retratam o solo como um sistema de suporte para uma variedade de micro-organismos, vegetais e animais, por ser fonte de energia e de nutrientes. A ação microbiana no solo depende, entre outros fatores, da temperatura, areação, umidade, da competição e antagonismos que se estabelecem entre os grupos de micro-organismos.

Um grama de solo deve conter cerca de 10 bilhões de micro-organismos de espécies diferentes (MASSINI, 2009). Porém, apenas menos de 1% dos micro-organismos observados ao microscópio são cultivados e identificados, e os ecossistemas de solo continuam, em grande parte, desconhecidos em virtude da dificuldade de se replicar os micro-organismos do solo em meios de cultura no laboratório. Além disso, os métodos de identificação e análise podem resultar em falhas e interferir nos resultados (ROSELLÓ-MORA; AMANN, 2001; ANDERSON; INGRAM, 1993; BRODIE *et al.*, 2003; HOUSTON *et al.*, 1998).

A complexidade microbiana se reflete em diferentes níveis de organização biológica. Ela inclui a variabilidade genética dentro de táxons (espécies), a riqueza e abundância relativa de táxons e grupos funcionais em comunidades. As transformações microbianas que ocorrem, assim como suas diferentes reações químicas, podem ser modificadas sempre que o ecossistema sofre algum tipo de perturbação. Com isso, é importante aplicar as ferramentas moleculares no ambiente microbiano, mas é necessário também o conhecimento das transformações realizadas pelos micro-organismos para que se note as modificações sempre que o ecossistema sofrer alguma interferência, seja pela ação do homem (queimadas, poluição) ou do meio ambiente (alteração do pH, temperatura, umidade) (CASTRO *et al.*, 1993).

Foi a partir de análises filogenéticas e moleculares que Hibbett *et al.* (2007) compilaram resultados obtidos em diversos trabalhos em uma nova classificação para o Reino Fungi, mas que sofreu modificações posteriores. Na classificação mais atual os fungos compreendem dezoito filos: Chytridiomycota, Neocallimastigomycota, Blastocladiomycota, Glomeromycota, Ascomycota, Basidiomycota (HIBBETT *et al.*, 2007), Entomophthoromycota (HUMBER, 2012), Mucoromycota e Zoopagomycota (SPATAFORA *et al.*, 2016), Aphelidiomycota, Basidiobolomycota, Calcarisporiellomycota, Entorrhizomycota, Kickxellomycota, Monoblepharomycota, Mortierellomycota, Olpidiomycota e Rozellomycota (TERDESOO *et al.*, 2018).

Mesmo com o aumento das evidências moleculares de que os fungos constituem um grupo natural, ainda existem inconstâncias sobre as relações filogenéticas entre os filos (SEIFERT *et al.*, 2011; KIRK *et al.*, 2013). Dentre estes, as fases assexuais de representantes de Ascomycota e Basidiomycota são reunidos em uma categoria artificial e denominados fungos conidiais (KIRK *et al.*, 2013).

2.6 UM OLHAR SOBRE OS FUNGOS CONIDIAIS

Entre os fungos capazes de decompor a matéria orgânica estão as formas assexuadas de representantes de Ascomycota e Basidiomycota, também chamados de fungos conidiais, que formam um morfogrupo polifilético (MOORE-LANDECKER, 1990; GUSMÃO; BARBOSA; BARBOSA, 2006; SHEARER *et al.* 2007). Esses fungos produzem esporos de origem assexual, chamados de conídios, cuja principal função é a dispersão que garante a sobrevivência da espécie (ALEXOPOULOS *et al.*, 1996; KIRK *et al.*, 2001).

A principal importância dos fungos conidiais para os ecossistemas é promover a ciclagem dos nutrientes a partir da decomposição (HEREDIA; CASTAÑEDA-RUIZ; CAPELLO, 2008). Esses fungos podem estar presentes em quase todos os tipos de substratos que podem ser utilizados para sua sobrevivência e podem ser encontrados em ambientes terrestres associados a folhas, serapilheira, solo e outros substratos, e em ambientes aquáticos associados a partes vegetais submersas e organismos aquáticos, dentre outros (ALEXOPOULOS *et al.* 1996; MUELLER *et al.*, 2004; SEIFERT *et al.*, 2011).

Kirk *et al.* (2001) estimam que existe aproximadamente 15.000 espécies de fungos conidiais descritas no mundo e estão distribuídos em cerca de 2.873 gêneros. Lewinsohn e Prado (2002b) supõem que existe entre 1.280 a 1.370 espécies de fungos conidiais descritas para o Brasil. Um número relativamente pequeno, considerando a grande biodiversidade nos biomas e ecossistemas do território brasileiro.

Quase duas décadas atrás, embora existissem várias propostas de classificação para os fungos conidiais, todas eram artificiais, não havendo uma relação filogenética, pois os nomes sugeridos para a utilização das classes eram, na verdade, uma forma prática de facilitar o uso acadêmico, não sendo recomendado utilizar nomes para ordens ou famílias (GRANDI, 1999).

Em se tratando das conexões anamorfo-teleomorfo, os fungos conidiais podem ter perdido a capacidade de se reproduzir de forma sexual, ou se reproduzem sexualmente em condições especiais, ou até mesmo, de forma desconhecida (KIRK *et al.*, 2001). As conexões anamorfo-teleomorfo são relevantes para a associação dos sistemas de classificação sexual e assexual, porém poucas conexões são conhecidas em razão da dificuldade do estabelecimento dessas conexões (SEIFERT *et al.*, 2011).

O uso das técnicas moleculares podem ajudar no processo de conexão anamorfo-teleomorfo e também na identificação das espécies, apesar dos estudos de taxonomia estarem baseados na morfologia de espécies, a fim de confirmar a proximidade de um grupo a partir da filogenia (TAYLOR, 2011).

Em se tratando dos fungos conidiais cuja maioria pertence ao maior filo (Ascomycota), o número de sequências de nucleotídeos existentes nos bancos de dados moleculares, como o GenBank (NCBI), ainda é insuficiente para confirmar as espécies conhecidas, e os estudos existentes se baseiam principalmente nas comparações da sequência do gene rRNA (BEGEROW *et al.*, 2010; HYDE *et al.*, 2014).

Apesar de serem relatados muitos estudos associando ferramentas da biologia molecular com as características morfológicas para a identificação de fungos conidiais, os estudos sobre esses fungos em Florestas Tropicais ainda são restritos devido às limitações da identificação morfológica, pois, muitas espécies desses fungos não podem ser cultivadas em virtude de problemas como não crescimento em meio de cultura, contaminação, e dessa forma, não sendo possível a aplicação das ferramentas moleculares para a confirmação de táxons. Assim, muitas espécies permanecem sub-representadas nas bases de dados de DNA, de forma que as avaliações filogenéticas ainda não são realizadas com frequência.

Os fungos conidiais constituem um grupo polifilético e heterogêneo como um todo (SEIFERT *et al.*, 2011) e os estudos moleculares tem mostrado o caráter polifilético de vários gêneros como, por exemplo, *Sporidesmium* Link (SHENOY *et al.*, 2006), *Acremonium* Link (GLENN *et al.*, 1996) e *Chalara* (Corda) Rabenh. (PAULIN; HARRINGTON, 2000).

Os fungos desse grupo apresentam estruturas reprodutivas básicas como: conidióforo (que variam em relação à coloração, organização, septação, entre outros), células conidiogênicas (que diferem quanto à posição, tipo de conidiogênese, extensão) e conídios, que tem como função principal a dispersão da espécie e apresentam várias formas e coloração (SEIFERT *et al.*, 2011).

Seifert *et al.* (2011) classificou os fungos conidiais quanto à estrutura reprodutiva em três grupos artificiais: blastomicetos (que são as leveduras que se reproduzem de forma assexual), coelomicetos (conídios formados no interior de picnídios ou formando acérvulos) e hifomicetos (conidióforos solitários ou agrupados em sinema ou esporodóquio), sendo esses últimos os mais pesquisados. Os conidiomas em: sinema (a) e esporodóquio (b), típico dos hifomicetos, são caracterizados por (a) um grupo mais ou menos compacto de conidióforos eretos produzindo conídios apenas no topo ou no topo e laterais e (b) uma massa de conídios sobre um aglomerado de conidióforos curtos, constituindo um pseudoparênquima (KIRK *et al.*, 2001).

A classificação dos fungos conidiais se limita a gênero e espécie e está baseada na ontogenia do conídio e morfologia de estruturas reprodutivas assexuais como conidioma, conidióforo, células conidiogênicas e setas (KIRK *et al.*, 2008).

Rossmann (1997) ressalta que o número restrito de espécies descritas de fungos conidiais se dá ao fato desses fungos apresentarem tamanho diminuto e estruturas bastante delicadas sendo requerida dos pesquisadores análise minuciosa, experiência e paciência.

2.6.1 Perspectivas no estudo dos fungos conidiais no Brasil, Nordeste e Pernambuco

Trabalhos sobre diversidade de fungos conidiais apresentam abordagens metodológicas variadas de acordo com o propósito do estudo. Essa variação pode estar relacionada com objetivos ecológicos ou taxonômicos (ARAÚJO, 2016), espécie vegetal determinada (BARBOSA, 2007), espécies vegetais indeterminadas (COSTA, 2016), estudos de sucessão ecológica (MAIA, 1983; SCHOENLEIN-CRUSIUS, 1993), descrição de áreas determinadas ou fungos conidiais associados a outros substratos além das folhas, como galhos, pecíolos e cascas (MARQUES, 2008), fazendo com que não exista um padrão de levantamento dos dados e podendo dificultar comparações entre os estudos.

Dentre os substratos investigados quanto a presença dos fungos conidiais, o folheto tem sido um dos principais objetos de estudo. Vários trabalhos tem se destacado pela sua importância e contribuição. No Brasil, as pesquisas iniciaram com trabalhos de Batista *et al.* (1960) e continuam até hoje, com trabalhos como o de Grandi e Silva (2010), que revisaram seis espécies isoladas do folheto misto em decomposição seguindo a taxonomia convencional em Cubatão, São Paulo, que estavam sendo relatadas pela primeira vez no Brasil; Costa *et al.* (2016), analisando material de uma área na Mata Atlântica de Pernambuco, registraram uma espécie nova, *Stachybotryna longispiralis* P.M.O. Costa, Malosso, Castañeda-Ruiz. Costa e Gusmão (2017) examinaram a micobiota associada à espécie *Vismia guianensis* (Aubl.) Choisy de duas áreas protegidas de remanescentes de Mata Atlântica da região semi-árida do Brasil, onde foram coletadas 18 amostras de serapilheira nas estações úmidas e secas, totalizando 4.750 isolados de fungos e 142 táxons registrados.

Além dos trabalhos de fungos conidiais registrados no bioma de Mata Atlântica, pesquisas abordando outros biomas ou áreas têm sido realizadas. Para a região do semi-árido nordestino, com base dos dados obtidos em herbários, publicações e informações fornecidas por pesquisadores, Gusmão, Barbosa e Barbosa (2006) fez um registro de 437 espécies de fungos conidiais, e 188 gêneros, sendo o estado de maior registro a Bahia, seguido de Pernambuco e Paraíba. O maior número de registros na Bahia é uma consequência direta da concentração de pesquisadores treinados (ou em treinamento) em taxonomia deste grupo de fungos no estado.

Em Pernambuco, os estudos sobre fungos conidiais ainda são escassos. O início das pesquisas em Micologia no Nordeste do Brasil foi dado por Batista e colaboradores, nas décadas de 50 a 70 (SILVA; MINTER, 1995). No entanto, depois dessa fase houve maior concentração de trabalhos com macrofungos. O trabalho pioneiro em Pernambuco sobre sucessão de fungos em folheto, realizado por Maia (1983), analisou os fungos responsáveis pela decomposição de folhas de *Hortia arborea* Engl., *Licania kunthiana* Hook e *L. octandra* Kuntze e registrou vários hifomicetos destacando *Beltrania* Penz. e *Cryptophiale* Piroz. que são evidenciados quase que exclusivamente quando as folhas em decomposição são mantidas em câmara úmida. Posteriormente, em 2002, Maia, Melo e Cavalcante registraram 2.697 táxons, com base em levantamentos da literatura, sendo 42% representados por fungos anamorfos provenientes de estudos de diversidade, em Pernambuco (FREIRE, 2005; BRAUN; FREIRE, 2004). Em anos recentes, as pesquisas realizadas por Malosso et al. (2018), Costa et al. (2016c, 2018a, 2018b) com a colaboração de Castañeda-Ruiz et al. (2001, 2003, 2015) descreveram novas espécies a partir de espécimes oriundos do Brasil em áreas de mata ciliar em florestas úmidas de Pernambuco tem contribuído para consolidar o conhecimento dos fungos conidiais no país.

2.7 ERGOSTEROL: BIOMARCADOR PARA A BIOMASSA DE FUNGOS

Diversos métodos tem sido utilizados para quantificar a biomassa de fungos, dentre estes, a quantificação da molécula de ergosterol que foi primeiramente empregada para avaliar a contaminação por fungos em grãos armazenados (SEITZ *et al.* 1979) e, posteriormente, aplicada em solos, folheto e lodo ativado (GESSNER; SCHWORBEL, 1991; GESSNER; CHAUVET, 1993).

O ergosterol (24 β -methylcholesta-5,7,trans 22-trien-3 β -ol) é um esterol proveniente da constituição das membranas de fungos sendo considerado um eficiente marcador quantitativo para a biomassa de fungos. Essa molécula é bastante importante para manter a estabilidade da estrutura da membrana celular (ZHANG; RAO, 2010; KATHIRAVAN *et al.*, 2012), pois atua como um biorregulador que garante a fluidez da membrana e integridade celular em células que dependem da presença de esteróis sem grupamento metil C-4 (GHANNOUM; RICE, 1999). Parte dessa regulação envolve o controle da transcrição de genes que codificam enzimas biossintéticas do ergosterol e proteínas que executam o processamento e a absorção de esteróis (VIK; RINE, 2001).

Para medir a quantidade de fungo em uma amostra, é necessário um fator apropriado para converter valores de ergosterol em biomassa em termos de massa micelial. Esses fatores de conversão podem ser definidos cultivando a espécie do fungo e medindo o conteúdo de ergosterol de seu micélio (GESSNER; CHAUVET, 1993). A quantidade de ergosterol na membrana celular dos fungos vai depender da espécie e pode variar de acordo com o estado fisiológico do fungo, e de fatores como idade, estágio de desenvolvimento e condições gerais de crescimento (GESSNER; CHAUVET, 1993; NIEMENMAA; GALKIN; HATAKKA, 2008; CHARCOSSET; CHAUVET, 2001).

A análise do biomarcador é limitada a um grupo de organismos bem definidas e determina quantitativamente a biomassa dos fungos eumicetos. Esse lipídio é produzido por quase todos os fungos e é dominante na maioria dos organismos pertencentes aos filos Ascomycota e Basidiomycota (WEETE *et al.* 2010), no entanto, as concentrações de ergosterol podem variar entre espécies e na mesma espécie durante diferentes fases do crescimento (GESSNER; CHAUVET, 1993; MULLER *et al.*, 1994).

Sung *et al.* (1995) encontraram uma boa correlação entre o peso seco micelial e o teor de ergosterol em algumas espécies de fungos ectomicorrízicos, como também em outras espécies. Esses autores observaram que o ergosterol diminuiu à medida que a cultura (o micélio) envelhece.

Estudos mostrando a correlação entre a concentração de ergosterol e a biomassa de fungos tem obtidos resultados satisfatórios. A quantificação do teor de ergosterol pode ser utilizada para estimar a biomassa de fungos em diferentes tipos de solos e sistemas ectomicorrízicos (DJAJAKIRANA; JOERGENSEN; MEYER, 1996; WALLANDER *et al.*, 1997; MONTGOMERY *et al.*, 2000; STAHL; PARKINS, 1996), em ambientes aquáticos e em terrestres (CHARCOSSET; CHAUVET, 2001; GESSNER; CHAUVET, 1993), para correlacionar produção de enzimas com crescimento celular em substratos sólidos (SILVA; MACHUCA; MILAGRES, 2005), para analisar o folhedo em decomposição (ZHAO *et al.* 2005; ARAÚJO, 2016), entre outros.

No Brasil, o primeiro estudo com o intuito de avaliar os teores de ergosterol contido em folhedo submerso foi realizado por Malosso (1999) em dois sistemas aquáticos: no Rio do Monjolinho, localizado no município de São Carlos, São Paulo e na Represa do Guarapiranga, na cidade de São Paulo. Os resultados mostraram concentrações de ergosterol mais altas na Represa do Guarapiranga, ecossistema mais rico em nutrientes, além de mostrarem que nem sempre amostras de folhedo intensivamente colonizadas por hifomicetos aquáticos

(evidenciada pela produção de conídios) possuem teores altos de ergosterol, sendo em muitos casos verificada correlação inversa entre as duas variáveis.

Pasanen *et al.* (1999) estudaram o conteúdo de ergosterol para culturas de seis fungos filamentosos, três espécies de leveduras e um actinomiceto e indicaram maior correlação entre o conteúdo de ergosterol e os fungos filamentosos do que o ergosterol e leveduras, apoiando a alegação de que o ergosterol é um bom indicador de concentrações de fungos, principalmente para os fungos filamentosos.

Gong *et al.* (2001) destacaram o ergosterol como um biomarcador da biomassa fúngica mostrando que a razão entre o teor de ergosterol e a biomassa microbiana no solo aumentou com a diminuição do pH do solo, o que implica que ambientes com solos ácidos favorecem os fungos em vez das bactérias.

Também tem sido referido o uso do ergosterol na quantificação do crescimento de fungos em substratos sólidos em razão da correlação positiva entre o conteúdo de ergosterol e o comprimento de hifas e entre a concentração total de ergosterol e a massa micelial (NEWELL, 1994; SCHNURER, 1993). Bermingham, Maltby e Cooke (1995) estudaram nove espécies de fungos aquáticos e perceberam que o conteúdo de ergosterol variou entre as espécies e com a idade do micélio, não seguindo nenhum padrão definido. Assim, foi possível observar que apenas três fungos obtiveram uma correlação significativa entre biomassa e conteúdo de ergosterol.

Araújo (2016), por sua vez, estudou a diversidade de fungos conidiais e sua biomassa em folheto sobre o solo em sistema agroflorestral (SAF), comparando-o com um fragmento de Mata Atlântica, na região Norte de Pernambuco. Neste estudo foi observado que o SAF apresentou teores maiores de biomassa de fungos no folheto em todos os períodos de coleta. Além disso, o teor de ergosterol da biomassa de fungos no folheto, em ambas as áreas, apresentou forte correlação com a ocorrência dos fungos conidiais.

Fatores como idade da colônia, taxa de crescimento, disponibilidade de carbono e outros nutrientes, temperatura e oxigênio, podem afetar a produção do ergosterol pelas espécies de fungos (NEWELL, 1992, 2000; GESSNER; CHAUVET, 1993; GESSNER; NEWELL, 2002; SILVA *et al.*, 2010).

Os estudos da quantificação do ergosterol como método para mensurar a biomassa de fungos relacionada a substratos submersos foram intensos nas últimas décadas (BARLOCHER, 1992; GESSNER; CHAUVET, 1993; SUBERKROPP; GESSNER; CHAUVET, 1993; MALOSSO, 1999; KOMINKOVÁ *et al.*, 2000; GESSNER; NEWELL, 2002; GESSNER; BARLOCHER; CHAUVET, 2003). No entanto, estudos realizados no

Brasil que visam avaliar as comunidades de fungos, em relação à diversidade e produção de biomassa expressa pelo teor de ergosterol, associadas ao folheto terrestre são escassos e pontuais quando comparados com outras regiões tropicais e de clima temperado (MOREIRA, 2011).

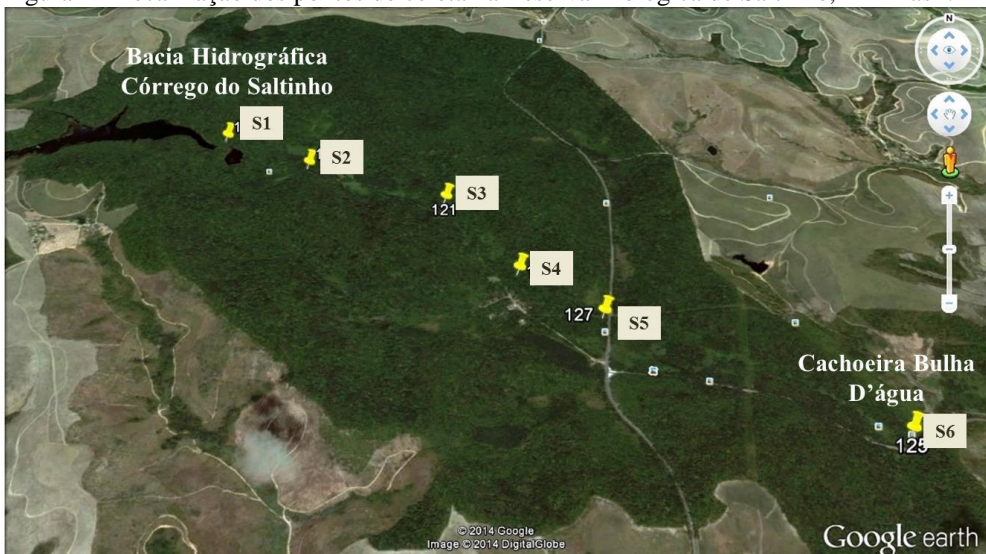
3 MATERIAL E MÉTODOS

3.1 ÁREAS DE ESTUDO

Coletas de material vegetal foram realizadas no Refúgio de Vida Silvestre-Matas do Sistema Gurjaú (RVS Gurjaú) (08°10'00"–08°15'00" S; 35°02'30"–35°05'00" O) e na Reserva Biológica de Saltinho (REBIO Saltinho) (08°44'13"- 08°43'09" S; 35°10'11" - 35°11'02" O). O RVS Gurjaú está situado na divisa dos municípios pernambucanos de Moreno, Jaboatão dos Guararapes e Cabo de Santo Agostinho, tem cerca de 1.077 ha e é uma área de floresta estacional perenifólia que representa o maior remanescente de Mata Atlântica do estado de Pernambuco (FIDEM, 1993). A REBIO Saltinho está localizada aproximadamente a 100 Km ao sul-sudoeste da capital estadual, Recife, e tem vegetação constituída por formações florestais secundárias do domínio da Floresta Ombrófila Densa de Terras Baixas em franco processo de regeneração natural e áreas abrangendo sistemas vegetacionais secundários, originários de plantios compostos por espécies exóticas e nativas (IBAMA, 2003).

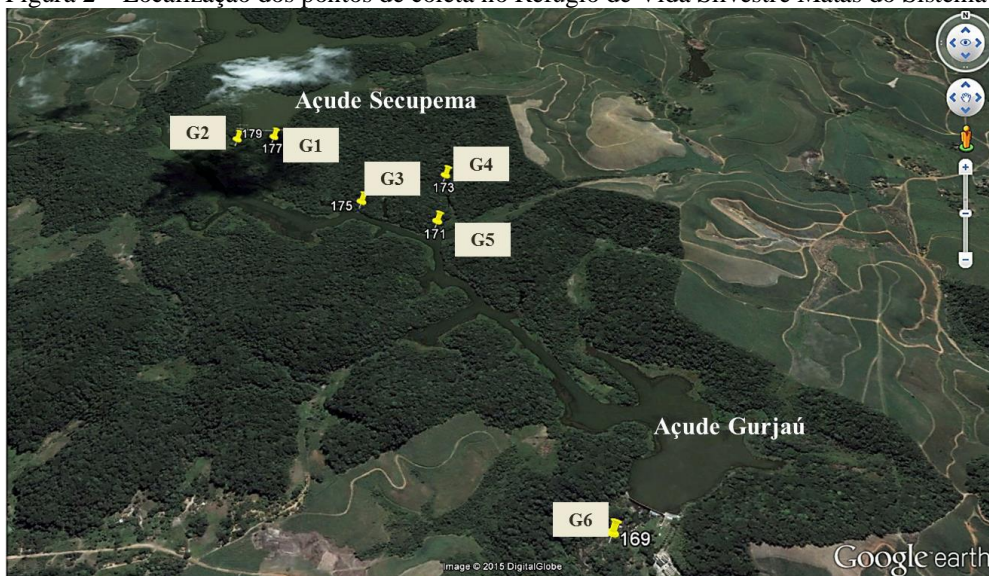
Para cada área foram selecionados seis pontos de coletas, com distância mínima de aproximadamente 500 m entre eles, distribuídos no sentido linear (nascente-foz) do curso hídrico (Figuras 1 e 2).

Figura 1 - Localização dos pontos de coleta na Reserva Biológica de Saltinho, PE-Brasil.



Fonte: Google Earth, 2015

Figura 2 – Localização dos pontos de coleta no Refúgio de Vida Silvestre Matas do Sistema Gurjaú, PE-Brasil.



Fonte: Google Earth, 2015.

3.2 VARIÁVEIS CLIMATOLÓGICAS

Os dados de precipitação pluviométrica, correspondentes aos períodos de coleta, foram obtidos no site do Instituto Agrônomo de Pernambuco (IPA) e também no site da Agência Pernambucana de Águas e Clima (APAC). Os dados da temperatura do ar, foram obtidos a partir do site Climatedate.org e no site da Agência Pernambucana de Águas e Clima (APAC).

Em Tamandaré o clima é tropical. O clima é classificado como As de acordo com a classificação de Köppen e Geiger. A temperatura média é de 24,4 °C. A média anual da pluviosidade é de 1.526 mm. No mês de janeiro, a temperatura média é de 25,6 °C, e no mês de agosto, é de 22,9 °C, que é considerada a temperatura média mais baixa do ano.

No Cabo de Santo Agostinho (RVS Gurjaú) o clima é tropical. A classificação do clima é Am segundo a classificação de Köppen e Geiger. A temperatura média em Cabo de Santo Agostinho é 25,1 °C. A média anual de pluviosidade é de 1.991 mm. Com uma temperatura média de 26,4 °C para o mês de janeiro, que é considerado o mais quente do ano e 23,5 °C é a temperatura média mais baixa do ano correspondente ao mês de julho.

3.3 COLETA, PREPARAÇÃO E ANÁLISE DAS AMOSTRAS

Foram realizadas doze expedições entre agosto de 2014 e julho de 2016, em cada área, para coleta de amostras nas margens dos rios ou córregos do Saltinho na REBIO Saltinho e rio Gurjaú no RVS Gurjaú. Seis pontos foram marcados distribuídos no sentido linear (nascente-foz) do curso hídrico, cada um 4,5 m distante da calha do rio e cerca de 500 m distantes entre si (Figuras 3 e 4). Em cada ponto fez-se o lançamento aleatório de uma moldura (25 cm²) e as folhas enquadradas foram coletadas em sacos plásticos, levadas ao laboratório e foram colocadas em três recipientes plásticos, com o fundo perfurado sob uma bandeja, posicionada em um ângulo de 45° abaixo da torneira, para eliminar detritos e nematóides durante 30 minutos, seguindo o tratamento de lavagem delicada descrito por Castañeda-Ruiz (2005), após esse tempo, as folhas foram secas em papel jornal ou toalha, por cerca de 10 minutos e foram cortados fragmentos, metade do fragmento foi colocado em placa de Petri para a análise taxonômica e a outra metade foi guardado no freezer a -20°C para ser feita a análise por ergosterol. Para cada subamostra foi confeccionada uma placa de Petri contendo três fragmentos de folhas e colocadas em câmaras-úmidas (placas de Petri montadas com papel filtro umedecidas com água destilada esterilizada), essas placas foram incubadas em um isopor. Dentro do isopor foram colocados placas de Petri emborcadas como suporte para acondicionar o material e adicionado um pouco de água e glicerina para quebrar a tensão superficial da água (Figura 5).

Após 72 horas, o material incubado foi observado com estereomicroscópio e microscópio de luz e examinados durante 30 dias. As estruturas fúngicas foram montadas em lâminas com ácido láctico a 90% para identificação dos fungos conidiais segundo a literatura

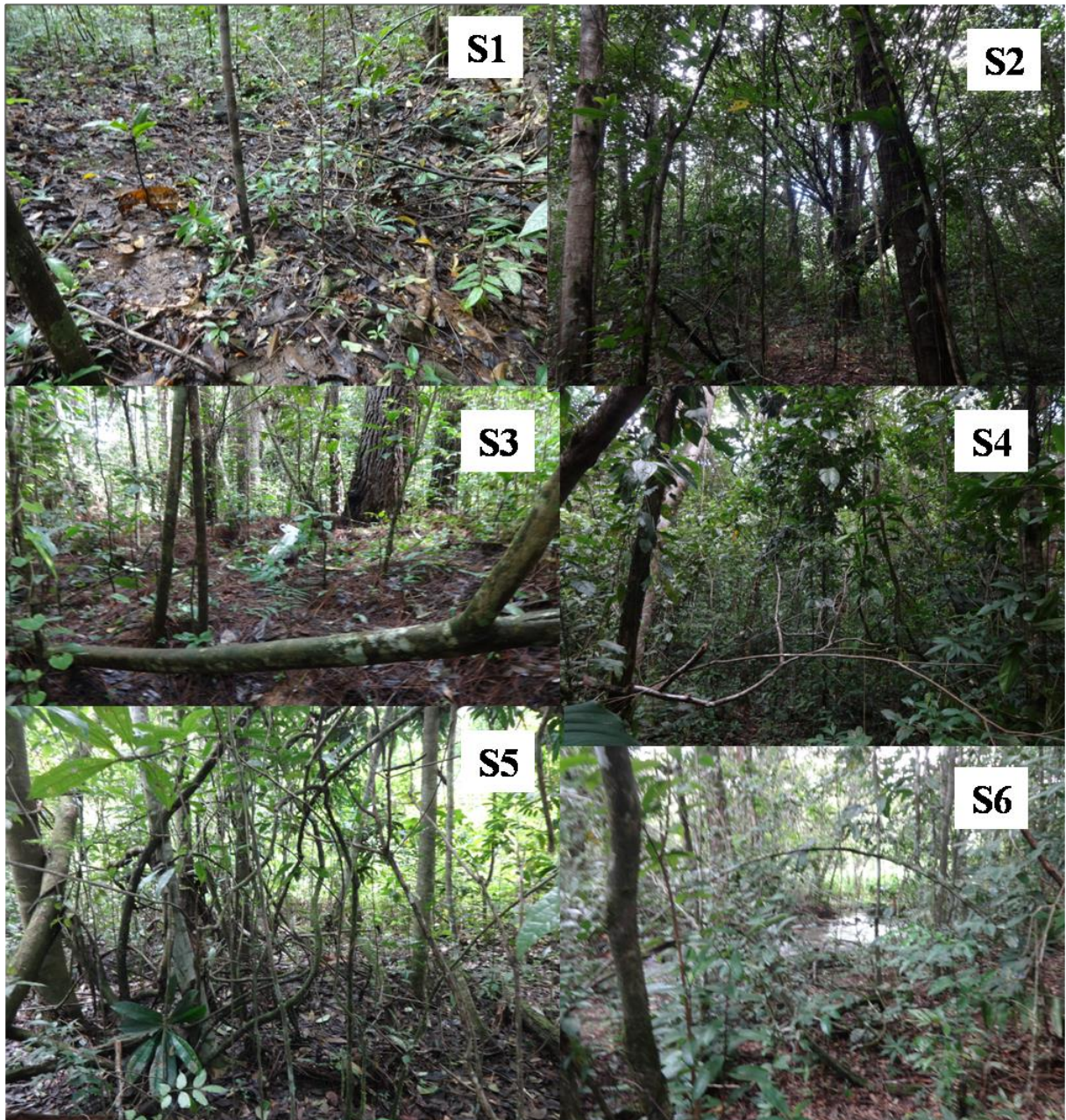
de Ellis (1971, 1976), Matsushima (1971, 1975, 1985, 1993), Seifert *et al.* (2011), dentre outros. Amostras dos fungos identificados foram depositadas (em lâminas ou nos substratos) no Herbário URM (Universidade Federal de Pernambuco-UFPE).

Foram analisados três fragmentos por placa, seis placas por ponto de coleta, seis pontos de coleta por área, duas áreas de estudo e 12 expedições, sendo os períodos de coletas: 1ª coleta (agosto/2014), 2ª coleta (novembro/2014), 3ª coleta (janeiro/2015), 4ª coleta (março/2015), 5ª coleta (maio/2015), 6ª coleta (julho/2015), 7ª coleta (setembro/2015), 8ª coleta (novembro/2015), 9ª coleta (janeiro/2016), 10ª (março/2016), 11ª coleta (maio/2016) e 12ª coleta (julho/2016).

Foram avaliados 108 fragmentos por área em cada coleta, totalizando 2.592 fragmentos analisados, quanto à presença de táxons de fungos conidiais no trabalho.

Para as amostras do ergosterol, metade do fragmento de uma folha, do folheto terrestre, foi armazenado no freezer em sacos plásticos, divididos por pontos de coletas, para extração e análise do ergosterol contido nas folhas. As amostras do folheto para a análise do ergosterol foram feitas em triplicatas, totalizando 432 amostras do folheto.

Figura 3 - Aspectos dos pontos de coleta do folheto de mata ciliar na Reserva Biológica de Saltinho, PE-Brasil.



Fonte: Barbosa, M.A., Silva, M. de O. e Araújo, M.A.G., 2015.

Figura 4 - Aspectos dos pontos de coleta do folheto de mata ciliar no Refúgio de Vida Silvestre – Matas do Sistema Gurjaú, PE-Brasil.



Fonte: Barbosa, M.A., Silva, M. de O. e Araújo, M.A.G., 2015.

Figura 5 - Etapas do processamento das amostras do folheto terrestre. (a) Amostras acondicionadas em sacos plásticos; (b) Processo de lavagem das folhas em água corrente; (c) Secagem das folhas em papel jornal, para serem cortadas; (d) Placas de Petri contendo três fragmentos de um par de folhas, armazenadas em câmara-úmida; (e) Análise táxonômica dos fragmentos das folhas em estereomicroscópio.



Fonte: Barbosa, M.A., 2016.

3.4 EXTRAÇÃO DE ERGOSTEROL DO FOLHEDO

O procedimento para a extração de ergosterol foi realizado conforme a técnica publicada por Seitz *et al.* (1977) com adaptações para as amostras do presente estudo. Foram pesados 2 g de amostras do folheto, que foram colocadas em tubos grandes de extração e adicionados 10 ml da solução extratora (etanol absoluto + ácido Pirogálico). Os tubos foram agitados por 2 horas em agitador orbital e, em seguida, o conteúdo foi transferido para novos tubos e centrifugados a 12.000 G por 10 min a 10 °C. Após a centrifugação, o sobrenadante foi transferido para um novo tubo e adicionado 1 ml de KOH 60%, seguido de incubação em banho-maria a 90 °C por 30 min. Após esse tempo, foram adicionados 1 ml de água destilada e 4 ml de hexano à cada tubo, que foi agitado em vortéx e deixado sobre a bancada para separação das fases. A fase hexânica foi removida para novo tubo e o processo repetido com mais 2 ml de hexano. Em seguida, foram colocados os tubos com a fase hexânica abertos, em capela, sobre placa aquecida para evaporação completa do hexano. Após secos, os tubos receberam 2 ml de metanol e foram agitados em agitador orbital (TA) por aproximadamente 1

hora. O ergosterol eluído foi transferido para tubos escuros com tampa rosqueável e armazenados em freezer a -20°C.

3.4.1 Quantificação cromatográfica do ergosterol do folheto

O ergosterol foi analisado por HPLC analítico (Shimadzu –Mod. Prominence) no laboratório de Botânica da UFPE. Foram injetados 10µl da amostra no sistema cromatográfico no qual foi utilizado metanol como fase móvel a um fluxo de 1ml/min. e uma coluna cromatográfica C18 fase reversa (Kinetex- C18 – 5µm 150 x 4.6 mm, Phenomenex).

O ergosterol foi identificado com detector de ultravioleta (Photodiode Array (PDA) Detector, 2998, Waters) com comprimento de onda fixado em 282 nm a uma temperatura de 35°C. O tempo de retenção do ergosterol na análise em HPLC foi de aproximadamente 4 minutos. Após a leitura da curva padrão, foram feitas as análises das amostras do solo.

O conteúdo de ergosterol foi calculado a partir da curva padrão como controle, construída com as seguintes concentrações de ergosterol: 0,03125µg/mL, 0,0625µg/mL, 0,125µg/mL, 0,25 µg/mL, 0,5 µg/mL, 1 µg/mL, 2 µg/mL, 4 µg/mL, 8 µg/mL, 16µg/mL.

A quantificação foi realizada a partir da medida da área integrada do pico correspondente ao ergosterol contido na amostra, comparado com a área do pico correspondente ao padrão de ergosterol.

3.5 ÍNDICES ECOLÓGICOS DOS FUNGOS CONIDIAIS EM FOLHETO

Após a identificação morfológica, os dados dos fungos conidiais de folheto misto sobre o solo, das áreas de Saltinho e Gurjaú, foram utilizados para cálculo dos seguintes índices ecológicos:

3.5.1 Frequência de ocorrência de Espécies

Para a análise dos fungos conidiais, 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. Os dados foram tabulados mostrando as espécies nas linhas e a ocorrência nas colunas.

3.5.2 Riqueza de Espécies

A riqueza de espécie está relacionada com o número total de espécies (S) de fungos conidiais em uma unidade amostral.

3.5.3 Estimativa de riqueza

A fim de avaliar a máxima riqueza de espécies de fungos conidiais nas duas áreas de coleta, foi aplicado o índice de **Bootstrap** (Sboot), inicialmente desenvolvido por Efron (1979) como um método correspondente com o Jackknife, mas, em um estudo posterior foi tratado como um estimador mais amplamente aplicável e confiável que este (SMITH; van BELLE, 1984). O Bootstrap utiliza dados de todas as espécies coletadas para estimar a riqueza total, e não se restringe às espécies raras (SANTOS, 2003). A estimativa é calculada somando-se a riqueza observada à soma do inverso da proporção de amostras em que ocorre cada espécie. Na equação:

$$S_{boot} = S_{obs} + \sum_{k=1}^{S_{obs}} (1 - p_k)^m$$

p_k é a proporção de amostras que contém a espécie “k”, e m é o número amostral. O estimador foi calculado com auxílio do programa EstimateS 9.10 Colwell (2013). Foram calculados intervalos de confiança de 95% associados aos valores estimados.

3.5.4 Constância

Foi realizado um cálculo para determinar a constância das espécies detectadas nas duas áreas de estudo, aplicando a seguinte fórmula: $C = p.100/P$, em que: p = número de expedições em que uma espécie de fungo foi encontrada e P = número total de expedições. Os táxons foram divididos segundo as seguintes categorias de constância: $C \leq 25\%$ acidental, $25\% < C \leq 50\%$ acessória e $C > 50\%$ = constante (DAJOZ, 1983).

3.5.5 Diversidade de Shannon-Wiener (H')

O índice Shannon-Wiener (H') foi calculado utilizando a seguinte fórmula:

$$H' = - \sum pi(\log pi)$$

Na qual: $pi = ni/N$; N = número total de indivíduos amostrados; ni = número de indivíduos amostrados do grupo taxonômico i ; \ln = logaritmo neperiano (SHANNON; WEAVER, 1949). O termo indivíduo representa os táxons identificados no folheto misto em decomposição das áreas de coleta.

3.5.6 Equitabilidade de Pielou (J')

A equitabilidade de Pielou (J) foi calculada utilizando a seguinte fórmula:

$$J = \frac{H'}{H_{\max}}$$

Na qual: H' máximo é a diversidade máxima possível que pode ser observada se todas as espécies de fungos conidiais apresentarem igual abundância. H' máximo = $\log S$, onde: S = número total de espécies de fungos conidiais amostrados (PIELOU, 1977). O índice de equitabilidade de Pielou varia de 0 (menor uniformidade) a 1 (maior uniformidade).

3.5.7 Dominância de Berger-Parker (d)

A Dominância de Berger-Parker foi calculada utilizando a seguinte fórmula:

$$d = \frac{N_{\max}}{N_T}$$

Na qual: N_{\max} é o número de ocorrência da espécie mais abundante e N_T é o número total de ocorrência na amostra.

Os índices de Diversidade de Shannon-Wiener (H), Equitabilidade de Pielou (e) e Dominância de Berger-Parker foram calculados utilizando o programa PAST 3.18c (HAMMER *et al.*, 2013).

3.5.8 Similaridade

O Índice de similaridade foi calculado a partir de variáveis binárias geradas pelo Quantity One; foi realizado o cálculo de similaridade com o coeficiente DICE (Sorensen) e construído o dendrograma pelo método de agrupamento UPGMA utilizando o programa NTSYSpc 2.10.

3.6 TRATAMENTO ESTATÍSTICO DOS DADOS

Inicialmente, o teste de normalidade foi aplicado aos dados a fim de estabelecer o tipo de teste estatístico (testes paramétricos ou não paramétricos) que seria utilizado neste estudo. Desta forma, foi realizado o teste de Normalidade de Shapiro-Wilk (S-W), utilizando o programa R (THE R CORE TEAM, 2018), com nível de confiança de 95% (nível de significância (α) de 5%).

3.7 ANÁLISE DE VARIÂNCIA (ANOVA) DOS DADOS DE ERGOSTEROL

A análise de variância foi aplicada com a finalidade de identificar se havia diferença significativa no teor de ergosterol encontrado no folheto misto em decomposição entre as áreas de coleta, entre os pontos de cada área e entre os períodos coletados. Nos casos em que diferenças significativas foram detectadas, as médias foram comparadas pelo teste de Tukey ($P < 0,05$) utilizando o programa R (THE R CORE TEAM, 2018).

3.7.1 Correlação de Pearson

A análise de correlação de Pearson foi aplicada, com auxílio do programa R (THE R CORE TEAM, 2018) com a finalidade de identificar se havia correlação entre a ocorrência de fungos e teor de ergosterol no folheto misto em decomposição referente às áreas e períodos coletados. A classificação dos valores resultantes de r foi: $r = 0,1-0,3$ (correlação fraca), $r = 0,4-0,6$ (correlação moderada) e $r = 0,7-1$ (correlação forte) (DANCEY; REIDY, 2006).

3.8 ANÁLISE DE COMPONENTES PRINCIPAIS (PCA)

O método de análise por componentes principais (PCA) (TURK; PENTLAND, 1991) foi aplicado para testar se a composição da comunidade de fungos conidiais do folheto difere entre os locais de coleta. Esse método está baseado na transformação das variáveis originais de uma matriz dados, onde as linhas representam as amostras e as colunas as variáveis, em novas variáveis não correlacionadas, que são combinações lineares das variáveis originais. O cálculo utilizado na PCA baseia-se na decomposição de uma matriz qualquer “X” em um produto de duas matrizes menores T e P, conforme expresso pela equação:

$$\mathbf{X} = \mathbf{t}_1\mathbf{p}_1^T + \mathbf{t}_2\mathbf{p}_2^T + \dots + \mathbf{t}_d\mathbf{p}_d^T + \mathbf{E} = \mathbf{TP}^T + \mathbf{E}$$

Sendo X a matriz original com n linhas e m colunas; T a matriz escores com n linhas e d colunas (número de PC escolhido), P T a transposta da matriz de pesos com m colunas e d linhas e E a matriz de resíduos que contém a fração da informação não modelado/explicado pelas PC. A matriz de pesos é onde se encontra a relevância das variáveis originais em cada PC, onde cada elemento de P é matematicamente igual ao cosseno do ângulo entre o eixo de cada variável original e a PC. A matriz de escores representa a disposição das amostras no espaço das PC, isto é, a projeção dos pontos experimentais nos eixos definidos pelas PC.

4 RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1 CENÁRIO AMBIENTAL PARA O DESENVOLVIMENTO DOS FUNGOS CONIDIAIS

Quatro variáveis foram testadas quanto à distribuição pelo teste de Shapiro-Wilk (SW) (SHAPIRO;WILK, 1965). Observou-se a tendência de distribuição normal dos dados com significância $p > 0,05$ para a REBIO Saltinho (exceto para a variável precipitação) e para o RVS Gurjaú (Tabela 1).

Tabela 1 – Resultado do Teste de Normalidade das variáveis estudadas entre dois fragmentos de Mata Atlântica (REBIO Saltinho e RVS Gurjaú), em PE-Brasil.

TESTE DE NORMALIDADE						
VARIÁVEIS	Shapiro-Wilk					
	RVS Gurjaú			REBIO Saltinho		
	R	N	p	R	N	p
No. Táxons	0,907	12	0,196	0,948	12	0,609
Ergosterol	0,924	12	0,321	0,936	12	0,444
Precipitação	0,898	12	0,148	0,855	12	0,042
Temperatura	0,953	12	0,687	0,914	12	0,242

$p > 0,05$ os dados apresentam uma distribuição normal.

$p < 0,05$ os dados diferem de uma distribuição normal.

*N = Amostras testadas; * p = Significância ; **R = Coeficiente de correlação

As variáveis temperatura e precipitação, neste estudo, não podem ser consideradas como fatores limitantes para a ocorrência de espécies, mas sim como influenciadoras no processo da decomposição das folhas.

Os valores detectados das variáveis (número de Taxons, Ergosterol, Precipitação e Temperatura) foram submetidos à ANOVA para comparação das médias entre os períodos de coletas, nas áreas REBIO Saltinho e RVS Gurjaú (Tabela 2).

Tabela 2 - Valores de p das comparações das variáveis (Ergosterol, N° de táxons, precipitação e temperatura) entre dois fragmentos de Mata Atlântica (REBIO Saltinho e RVS Gurjaú), em PE-Brasil.

ANÁLISE DE VARIÂNCIA ENTRE A REBIO SALTINHO E RVS GURJAÚ

VARIÁVEIS

N° Táxons	$p = 0,520$
Ergosterol	$p = 0,967$
Precipitação	$p = 0,193$
Temperatura	$p = 0,068$

ns: não significativo ($p \geq 0,05$); *significativo com 5% de probabilidade ($p < 0,05$); **significativo com 1% de probabilidade ($p < 0,01$).

As variáveis não apresentaram diferenças significativas entre as áreas, REBIO Saltinho e RVS Gurjaú. Esse fato pode ser justificado pelas características ambientais, as áreas são fragmentos de florestas ombrófilas e semidecíduais e apresentam vegetações e características abióticas semelhantes. Apesar da temperatura ser um fator importante para a decomposição das folhas, vários fatores como pH, aeração, composição química e estrutura das folhas, tempo de senescência, podem contribuir em conjunto ou isoladamente, para o crescimento dos fungos conidiais no folheto, não sendo a temperatura um fator limitante (PAP; RANKOVIĆ; MAŠIREVIĆ, 2013).

Sabe-se que os microfungos associados ao processo de decomposição de partes vegetais sofrem influências das condições ambientais sob as quais a planta está condicionada. Mudanças estacionais podem ser relacionadas como fatores limitantes para a ocorrência de fungos decompositores do folheto, como relatado por Tubaki (1973) a partir de investigações em folhas em decomposição no Japão. Os fatores temperatura e conteúdo de água no substrato podem afetar as atividades dos fungos (MARQUES; PASCHOLATI; MAIA, 2008; PAP; RANKOVIĆ; MAŠIREVIĆ, 2013).

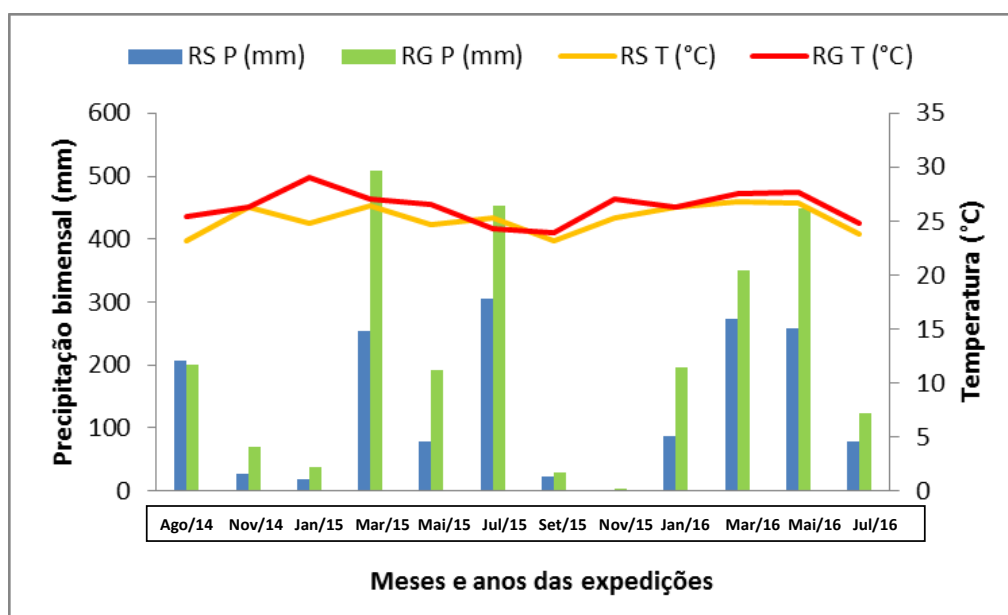
Neste estudo foi observado que a variação de temperatura durante os meses de coleta foi de 23° a 29°C, característica de zonas equatoriais onde há uma baixa variação de temperatura. Ao correlacionar a temperatura com a ocorrência de táxons, não houve um padrão na REBIO Saltinho nem no RVS Gurjaú. Sabe-se que a faixa entre 20° e 30°C é considerada ótima para o crescimento de um grande número de fungos, portanto, o fator

temperatura não pode ser considerado limitante para o desenvolvimento dos fungos conidiais na REBIO Saltinho e no RVS Gurjaú.

Verificou-se que houve uma diminuição da ocorrência dos fungos tanto na REBIO Saltinho quanto no RVS Gurjaú nas coletas de março/2015 (4ª coleta), julho/2015 (6ª coleta), março/2016 (10ª coleta) e maio/2016 (11ª coleta), quando os níveis de precipitação pluviométrica foram mais altos (Figura 6).

Ainda, em relação à precipitação pluviométrica (Figura 6), quando o seu nível esteve mais baixo, 2,1 mm na REBIO Saltinho e 2,5 mm no RVS Gurjaú em novembro/2015 (8ª coleta), a ocorrência dos fungos foi elevada. Assim, não é possível considerar a precipitação pluviométrica como fator limitante para as duas áreas de coletas e se entende que mesmo os níveis baixos registrados nesse período ainda foram satisfatórios para a propagação dos fungos.

Figura 6 – Temperatura e Precipitação pluviométrica entre os meses e anos de coletas na REBIO Saltinho e no RVS Gurjaú, PE-Brasil.



RS: REBIO Saltinho; RG: RVS Gurjaú; P (mm): precipitação em milímetros; T (°C): temperatura em graus Celsius

Resultados apresentados por Maia (1983), em um estudo de sucessão de fungos em folhas de floresta tropical, mostrou a correlação dos fatores umidade e temperatura com a frequência de fungos, mas percebeu-se que a variação da temperatura foi mínima nos meses de coletas (21° a 26,5°C). Além disso, quando correlacionou-se com a umidade, foi observado que mesmo quando o seu nível esteve baixo, a frequência dos fungos se mostrou elevada,

desencorajando o uso desse fator como limitante para os fungos, uma vez que as folhas já apresentam um teor água ao cair sobre o solo.

Os dados estatísticos revelaram semelhanças entre as duas áreas. A riqueza de espécies entre as áreas apresentou 86 táxons comuns, um valor significativo em relação ao total de 177 táxons encontrados. A variável ergosterol também se mostrou semelhante para ambos as áreas de coleta, assim como as variáveis temperatura e precipitação, que podem influenciar no processo de decomposição do folhedo.

Neste trabalho, nos períodos de alta precipitação pluviométrica nas duas áreas estudadas, houve uma pequena diminuição do número de táxons em relação aos períodos de baixa precipitação pluviométrica. E ainda quando a temperatura diminuiu houve uma queda na ocorrência dos fungos. Esse fato sugere para os táxons da REBIO Saltinho e do RVS Gurjaú, que temperatura mais elevada pode ser uma condição favorável para estimular as populações de fungos e suas atividades nessas áreas.

Barbosa, Maia e Gusmão (2009) estudando fungos conidiais associados ao folhedo de duas espécies de *Clusia* em um fragmento de Mata Atlântica na Bahia, relataram que algumas espécies de fungos conidiais se mantêm sobre o folhedo em condições específicas (umidade, temperatura, aeração, tempo de decomposição da folha e entre outros), enquanto outras conseguem resistir às condições adversas.

4.2 OS FUNGOS CONIDIAIS DA REBIO SALTINHO E DO RVS GURJAÚ

Foram analisados 2.592 fragmentos de folhedo, coletados em 12 expedições, e identificadas 177 espécies de microfungos, pertencentes a 119 gêneros associados ao folhedo em decomposição sobre o solo, no RVS Gurjaú e na REBIO Saltinho.

Na REBIO Saltinho foram registradas 135 táxons de fungos conidiais com 1.385 ocorrências em 1.296 fragmentos e na RVS Gurjaú, foram registrados 128 táxons de fungos conidiais com 1.276 ocorrências em 1.296 fragmentos (Tabelas 3 e 4, respectivamente).

Na REBIO Saltinho a vegetação predominante é a Floresta Ombrófila Densa Aluvial, é um tipo de formação ribeirinha ou floresta ciliar que ocorre ao longo dos cursos de água ocupando os terraços das planícies quaternárias, com muitas palmeiras no estrato inferior. Sua composição florística é variável em função dos aspectos físicos, como níveis de umidade e constituição do solo e também em função do gradiente latitudinal. Essas florestas

são de grande importância devido à elevada diversidade de espécies e estoque de carbono que requerem o equilíbrio e o funcionamento desse ecossistema (JOLY *et al.*, 2008).

O RVS Gurjaú apresenta uma vegetação similar a da REBIO Saltinho, uma floresta estacional perenifólia ou semidecidual. Este é um tipo de vegetação que se associa com outras formações vegetais que ocorrem no Brasil, como as florestas ombrófilas (comuns da Amazônia e da Mata Atlântica), a savana e a caatinga. Segundo o IBGE, essa vegetação tem ocorrência em regiões de clima tropical e que apresenta estações bem distintas: uma chuvosa e uma seca, característica que influencia a queda foliar (IVANAUSKAS, MONTEIRO, RODRIGUES, 2004; IBGE, 2012). Essa floresta é composta por uma grande diversidade ecológica que necessita conservação para garantir o funcionamento equilibrado desse ecossistema (SAPORETTI-Jr *et al.*, 2016).

Na REBIO Saltinho, os táxons predominantes foram: *Cryptophiale kakombensis* Piroz. (182 ocorrências), *Beltrania rhombica* Penz. (167 ocorrências), *Beltraniella portoricensis* (F. Stevens) Piroz. & S.D. Patil (89 ocorrências), *Helicomycetes roseus* Link (56 ocorrências), *Subulispora procurvata* Tubaki (55 ocorrências) e *Wiesneriomyces laurinus* (Tassi) P.M. Kirk (48 ocorrências) (Tabela 3).

Os táxons menos abundantes na REBIO Saltinho que ocorreram apenas uma vez foram: *Akanthomyces ovalongatus* L.S. Hsieh, Tzean & W.J. Wu, *Ampulliferopsis myriapoda* Bat. & Cavalc., *Anungitopsis triseptata* (Matsush.) R.F. Castañeda & W.B. Kendr., *Botryosporium pulchrum* Corda, *Camposporium antennatum* Harkn., *Chaetospermum gelatinosum* Petch, *Chuppia sarcinifera* Deighton, *Cladosporium* sp., *Codinaea fertilis* S. Hughes & W.B. Kendr., *Codinaea leomaiae* M.A. Barbosa, Malosso & R.F. Castañeda., *Cylindrocladiopsis* sp., *Dendrosporium lobatum* Plakidas & Edgerton, *Dictyodochium prinsepiae* Sivan., *Diplococcium spicatum* Grove, *Megalodochium inflatum* Hol.-Jech., *Perelegomyces parviechinulatus* W.B. Kendr. & R.F. Castañeda, *Phaeodactylium biseptatum* R.F. Castañeda, Iturr. & Rob. Fernández, *Phoma glomerata* (Corda) Wollenw. & Hochapfel, *Pithomyces chartarum* (Berk. & M.A. Curtis) M.B. Ellis, *Poliotelium hyalosporum*, *Pomatomyces* sp., *Ramichloridium strelitziae* Arzanlou, W. Gams & Crous, *Rattania setulifera* Prabhub. & Bhat, *Repetophragma filiferum* (Piroz.) R.F. Castañeda, Gusmão & Heredia, *Rhinocladiella atrovirens* Nannf., *Saturnispora* sp., *Scolecobasidium humicola* G.L. Barron & L.V. Busch, *Scolecobasidium tropicum* Matsush., *Soloacrospora flagellisetosa* W.B. Kendr. & R.F. Castañeda, *Solosympodiella clavata* Matsush., *Speiropsis pedatospora* Tubaki, *Speiropsis scopiformis* Kuthub. & Nawawi, *Teratosperma singulare* Syd. & P. Syd., *Ulocladium botrytis* Preuss, *Umbellidion radulans* B. Sutton & Hodges, *Vermiculariopsiella cubensis* (R.F.

Castañeda) Nawawi, Kuthub. & B. Sutton, *Verticicladius* sp., *Xenocyliandrocladium serpens* Decock, Hennebert & Crous, *Xylomyces giganteus* Goh, W.H. Ho, K.D. Hyde & K.M. Tsui e *Yuccamyces cubensis* (R.F. Castañeda) R.F. Castañeda (Tabela 3).

Na REBIO Saltinho foram registrados 50 táxons exclusivos: *Acumispora verruculosa* Heredia, R.F. Castañeda & R.M. Arias, *Atrosetaphiale flagelliformis* Matsush., *Beltrania indica* Subram., *Beltraniopsis ramosa* R.F. Castañeda, *Botryosporium pulchrum* Corda, *Camposporium antennatum* Harkn., *Chuppia sarcinifera* Deighton, *Clonostachys compactiuscula* (Sacc.) D. Hawksw. & W. Gams, *Clonostachys lucifer* Schroers & Samuels, *Codinaea leomaiae* M.A. Barbosa, Malosso & R.F. Castañeda., *Cryptophialoidea fasciculata* Kuthub. & Nawawi, *Cylindrocarpon* sp., *Cylindrocladiopsis* sp., *Dactylaria constricta* (E.V. Abbott) D.M. Dixon & Salkin, *Dactylaria cubensis* R.F. Castañeda, *Dendrosporium lobatum* Plakidas & Edgerton, *Dictyodochium prinsepiae* Sivan., *Dictyosporium splendidum* Alves-Barb., Malosso & R.F. Castañeda, *Diplococcium spicatum* Grove, *Graphium penicillioides* Corda, *Gyrothrix circinata* (Berk. & M.A. Curtis) S. Hughes, *Gyrothrix ramosa* Zucconi & Onofri, *Helicosporium aureum* (Corda) Linder, *Dactylaria chrysosperma* Lodha & K.R.C. Reddy, *Megalodochium inflatum* Hol.-Jech., *Paraceratocladium* sp., *Parapleurotheciopsis inaequiseptata* (Matsush.) P.M. Kirk, *Penidiella* sp., *Periconia jabalpurensis* D.P. Tiwari & P.D. Agrawal, *Phaeodactylium biseptatum* R.F. Castañeda, Iturr. & Rob. Fernández, *Polioteliium hyalosporum* (Sawada) Mains, *Pterygosporopsis fragilis* P.M. Kirk, *Ramichloridium strelitziae* Arzanlou, W. Gams & Crous, *Repetophragma filiferum* (Piroz.) R.F. Castañeda, Gusmão & Heredia, *Saturnispora* sp., *Scolecobasidium tropicum* Matsush., *Selenosporella falcata* B. Sutton, *Setosynnema istmosporum* D.E. Shaw & B. Sutton, *Siamia luxuriosa* V. Robert, Decock & R.F. Castañeda, *Soloacrospora flagellisetosa* W.B. Kendr. & R.F. Castañeda, *Solosympodiella clavata* Matsush., *Speiropsis pedatospora* Tubaki, *Sympodiella acicola* W.B. Kendr., *Teratosperma singulare* Syd. & P. Syd., *Tetracoccusporium* sp., *Ulocladium botrytis* Preuss, *Vanakripa inflata* (Hol.-Jech.) Melnik, *Volutella minima* Höhn, *Xenocyliandrocladium serpens* Decock, Hennebert & Crous e *Xylomyces giganteus* Goh, W.H. Ho, K.D. Hyde & K.M. Tsui (Tabela 3).

Algumas espécies se estabelecem sobre o folheto em condições específicas (umidade, temperatura) (OLIVEIRA, PALMA, TOSI, 2005). Os gêneros *Beltrania* e *Cryptophiale* foram comuns em todos os pontos de coleta da REBIO Saltinho. Esses táxons, assim como *Wiesneriomyces* provavelmente requerem altos níveis de temperatura e umidade. Yokoyama e Tubaki (1973) afirmaram que *Beltrania* e *Cryptophiale* são gêneros comuns de regiões tropicais, subtropicais ou temperadas quentes. O gênero *Cryptophiale*,

estabelecido por Pirozynski (1968), com a espécie *C. kakombensis* foi o táxon mais frequente neste trabalho. De acordo com a literatura, essa espécie tem ampla distribuição, principalmente no verão (YOKAMA; TUBAKI, 1973; GRANDI; ATTILI, 1996; CASTAÑEDA-RUIZ *et al.* 2003; HEREDIA-ABARCA, 1994 ;MATSUSHIMA, 1989).

Assim como o gênero *Cryptophiale*, os gêneros *Beltrania* e *Beltraniella* são colonizadores do folheto em decomposição e apresentam uma ampla distribuição (GUSMÃO; GRANDI, 1996). O gênero *Beltrania* foi descrito em 1882 por Penz. (KIRK *et al.*, 2011), e é de ocorrência comum em serapilheira (DOS SANTOS *et al.*, 2015). Barbosa *et al.* (2009) relatou o táxon *Beltrania* sp. como um dos mais frequentes, em relação aos outros táxons, no folheto de *Clusia melchiorii* Gleason, e *C. nemorosa* G. Mey. *Beltrania rhombica* foi um dos táxons mais frequentes neste trabalho, e é encontrada decompondo vários substratos, principalmente o folheto, no Brasil (FARR; ROSSMAN, 2018), sendo considerada uma espécie cosmopolita (GRANDI, 2004).

A espécie *Beltraniella portoricensis* foi detectada em quase todas as coletas deste trabalho, exceto as coletas 1 e 2. É considerada uma espécie com ampla ocorrência e distribuição no Brasil (DA SILVA; GRANDI, 2008), e em outros países como Cuba (DELGADO-RODRIGUEZ *et al.*, 2002), Austrália (MATSUSHIMA, 1989) e Venezuela (CASTAÑEDA-RUIZ *et al.*, 2009).

A espécie *Wiesneriomyces laurinus*, cujo gênero foi proposto por Koorders (1907), teve frequência comum neste trabalho, sendo observado em quase todas as coletas, exceto as coletas 4 e 5. No Brasil, essa espécie tem sido encontrada associada ao folheto, decompondo diversos substratos em vários ecossistemas (GRANDI, 2004; GUSMÃO; GRANDI; MILANEZ, 2001; DA SILVA; GRANDI, 2008). Também já foi relatada em outros países como: Hong-Kong (LU *et al.*, 2000), Venezuela (CASTAÑEDA-RUIZ *et al.*, 2003), Cuba (DELGADO-RODRIGUEZ *et al.*, 2002).

A espécie *Helicomycetes roseus*, descrita por Link em 1809, ocorreu em quase todas as coletas deste trabalho, exceto as coletas 3 e 4. Esse é um fungo aeroaquático, cujo micélio se desenvolve submerso e os esporos são produzidos acima do nível da água, quando o substrato fica em contato com o ar. Apesar de poder suportar condições submersas, esses fungos se reproduzem apenas na superfície da água (FISHER, 1978; VOGLMAYR, 1996). *Helicomycetes* estão presentes em ambientes lênticos, como lagos e riachos de correnteza fraca, colonizando matéria orgânica em decomposição, podendo estar presentes também no solo (PREMDAS; KENDRICK, 1991). Esta espécie já foi relatada em vários trabalhos com folhas em decomposição sobre o solo (ZHAO; LIU; WU, 2007), enquanto em substratos submersos

ainda há poucos registros dessa espécie, como nos trabalhos de Barbosa e Gusmão (2011) e Monteiro (2014). Além dessa espécie ocorrer no Brasil, também foi relatada na Índia (GHATE; SRIDHAR, 2015), Austrália (MATSUSHIMA, 1989) e Cuba (DELGADO-RODRIGUEZ, 2002) e em outros países (ZHAO et al. 2007).

A frequência de *Subulispora procurvata* foi comum em quase metade das coletas deste estudo (exceção nas coletas 5, 6, 8, 9, 10, 11 e 12). O gênero *Subulispora* foi proposto por Tubaki, em 1971. Grandi e Gusmão (2002), estudando o gênero *Subulispora* de folhas em decomposição no estado de São Paulo, verificaram que não existe especificidade do fungo com o substrato e foi observado que as espécies do gênero colonizam o material vegetal em decomposição quando as condições são favoráveis. O gênero é encontrado em regiões temperadas do hemisfério norte (HAWKSWORTH *et al.*, 1995), regiões tropicais e subtropicais, apresentando ampla distribuição. Além da espécie *S. procurvata* ser comum na serapilheira de regiões tropicais como o Brasil, ela ocorre em outros países como: Quênia, Malásia, Tanzânia, Austrália, México (HEREDIA-ABARCA, 1994), Caribe (MINTER *et al.*, 2001).

Tabela 3 – Fungos conidiais e frequência de ocorrência em termos de número de registro em folheto em decomposição coletado em seis locais da REBIO Saltinho, (Pontos S1-S6), PE-Brasil e categoria da constância dos táxons.

*Fungo Ingoldiano; ** Hifomiceto aeroaquático; *** Coelomiceto; 0 = Ausência de ocorrência

□ Espécie nova; Δ Primeira ocorrência para a América do Sul; ◇ Primeira ocorrência para o Brasil.

TÁXONS/ REBIO-Saltinho	Ocorrência por Pontos						Ocorrência total	Frequência de ocorrência (%)	Constância
	S1	S2	S3	S4	S5	S6			
<i>Acumispora verruculosa</i> Heredia, R.F., Castañeda & R.M. Arias	1	2	0	0	0	0	3	8,3	Acidental
<i>Akanthomyces ovalongatus</i> L.S. Hsieh, Tzean & W.J. Wu	0	1	0	0	0	0	1	8,3	Acidental
<i>Ampullicephala setiformis</i> (R.F. Castañeda) R.F. Castañeda, Minter & M. Stadler (Fig 7g, 7h, 7i)	3	1	0	0	1	2	7	41,7	Acessória
<i>Ampulliferopsis myriapoda</i> Bat. & Cavalc.	0	0	0	0	0	1	1	8,3	Acidental
<i>Anungitopsis triseptata</i> (Matsush.) R.F. Castañeda & W.B. Kendr.	0	0	0	0	0	1	1	8,3	Acidental
<i>Atrosetaphiale flagelliformis</i> Matsush.	2	0	0	0	0	0	2	8,3	Acidental
<i>Beltrania indica</i> Subram.	0	3	1	2	2	0	8	16,7	Acidental
<i>Beltrania querna</i> Harkn.	8	10	5	12	9	6	50	75	Constante
<i>Beltrania rhombica</i> Penz.	35	30	19	32	30	21	167	100	Constante
<i>Beltraniella amoena</i> R.F. Castañeda, Cano & Guarro	0	2	2	0	0	4	8	16,7	Acidental
<i>Beltraniella buloloensis</i> Matsush.	1	2	0	2	2	1	8	33,3	Acessória
<i>Beltraniella fertilis</i> Heredia, R.M. Arias, M. Reyes & R.F. Castañeda	0	0	4	2	0	0	6	16,7	Acidental
<i>Beltraniella havanensis</i> (Hol. –Jech.) Matsush.	5	2	7	0	2	0	16	50	Acessória
<i>Beltraniella japonica</i> Matsush.	0	2	0	0	4	2	8	16,7	Acidental
<i>Beltraniella portoricensis</i> (F. Stevens) Piroz. & S.D. Patil	12	16	14	17	11	19	89	83,3	Constante
<i>Beltraniopsis esenbeckiae</i> Bat. & J.L. Bezerra (Fig 10a, 10b, 10c)	5	5	1	10	5	5	31	75	Constante
<i>Beltraniopsis ramosa</i> R.F. Castañeda	1	0	0	0	1	0	2	8,3	Acidental
<i>Blastophorum uniseptatum</i> Matsush.	1	0	0	0	1	1	3	8,3	Acidental
<i>Botryosporium pulchrum</i> Corda	0	0	0	0	0	1	1	8,3	Acidental
<i>Calcarisporium arbuscula</i> Preuss	1	2	0	0	0	0	3	16,7	Acidental
<i>Camposporium antennatum</i> Harkn.	0	0	0	1	0	0	1	8,3	Acidental
<i>Chaetopsina fulva</i> Rambelli	2	0	0	0	0	2	4	16,7	Acidental

Cont.: tabela 3

<i>Chaetospermum gelatinosum</i> Petch	0	0	0	1	0	0	1	8,3	Acidental
<i>Chalara alabamensis</i> Morgan-Jones & E.G. Ingram (Fig 7e, 7f)	0	4	2	1	1	2	10	33,3	Acessória
<i>Chuppia sarcinifera</i> Deighton	1	0	0	0	0	0	1	8,3	Acidental
<i>Circinotrichum flexuosum</i> K.G. Karand., S.M. Kulk. & Patw.	1	0	0	0	0	0	1	8,3	Acidental
<i>Circinotrichum maculiforme</i> Nees	0	0	0	1	0	1	2	8,3	Acidental
<i>Circinotrichum olivaceum</i> (Speg.) Piroz.	3	5	2	3	5	3	21	66,7	Constante
<i>Cladosporium</i> sp.	0	0	0	0	0	1	1	16,7	Acidental
<i>Clonostachys compactiuscula</i> (Sacc.) D. Hawksw. & W. Gams	2	2	1	1	0	1	7	16,7	Acidental
<i>Clonostachys lucifer</i> Schroers & Samuels	3	0	0	0	1	2	6	8,3	Acidental
<i>Codinaea apiculata</i> Matsush.	0	0	0	0	0	1	1	8,3	Acidental
<i>Codinaea fertilis</i> S. Hughes & W.B. Kendr.	4	0	0	0	1	4	9	33,3	Acessória
□ <i>Codinaea leomaiae</i> M.A. Barbosa, Malosso & R.F. Castañeda.	1	0	0	0	0	0	1	8,3	Acidental
<i>Codinaea novae-guineensis</i> Matsush.	2	5	3	6	0	3	19	58,3	Constante
<i>Codinaea septata</i> B. Sutton & Hodges	0	0	2	1	1	0	4	8,3	Acidental
<i>Cryptophiale iriomoteanum</i> Matsush.	7	5	4	0	6	4	26	33,3	Acessória
<i>Cryptophiale kakombensis</i> Piroz. (Fig 8s, 8t)	25	29	29	49	32	18	182	100	Constante
<i>Cryptophiale udagawae</i> Piroz. & Ichinoe	2	7	4	2	7	6	28	66,7	Constante
<i>Cryptophialoidea fasciculata</i> Kuthub. & Nawawi	0	0	1	0	0	1	2	8,3	Acidental
<i>Cylindrocarpon fusiforme</i> Matsush.	0	2	0	0	0	1	3	8,3	Acidental
<i>Cylindrocarpon</i> sp.	0	0	0	0	0	1	1	8,3	Acidental
<i>Cylindrocladiopsis</i> sp.	2	0	0	1	0	1	4	8,3	Acidental
<i>Cylindrocladium scoparium</i> Morgan	1	0	0	0	0	1	2	8,3	Acidental
<i>Dactylaria attenuata</i> Matsush.	1	1	4	2	1	5	14	16,7	Acidental
<i>Dactylaria constricta</i> (E.V. Abbott) D.M. Dixon & Salkin	0	1	1	0	0	1	3	16,7	Acidental
<i>Dactylaria cubensis</i> R.F. Castañeda	0	0	0	2	0	2	4	8,3	Acidental
<i>Dactylaria chrysosperma</i> Lodha & K.R.C. Redd (Fig 7a)	1	0	0	1	0	0	2	8,3	Acidental
<i>Dactylaria triseptata</i> (Matsush.) R.F. Castañeda & W.B. Kendr.	0	0	0	0	0	1	1	8,3	Acidental
* <i>Dendrosporium lobatum</i> Plakidas & Edgerton	0	0	0	0	1	0	1	8,3	Acidental

Cont.: tabela 3

<i>Dictyodochium prinsepieae</i> Sivan.	0	1	1	0	0	0	2	8,3	Acidental
□ <i>Dictyosporium splendidum</i> Alves-Barb., Malosso & R.F. Castañeda	0	0	0	0	1	0	1	8,3	Acidental
*** <i>Dinemasporium lanatum</i> Nag Raj & R.F. Castañeda (Fig 8h, 8i, 8j)	8	5	2	4	3	8	30	66,7	Constante
<i>Diplococcium spicatum</i> Grove	1	0	0	0	0	0	1	16,7	Acidental
<i>Endophragmiella</i> sp.	0	0	1	1	0	0	2	8,3	Acidental
<i>Graphium penicillioides</i> Corda	0	2	0	0	0	0	2	8,3	Acidental
<i>Gyrothrix circinata</i> (Berk. & M.A. Curtis) S. Hughes (Fig 10d, 10e, 10f)	0	2	0	0	0	1	3	8,3	Acidental
<i>Gyrothrix cubensis</i> J. Mena & Mercado	0	1	1	0	0	1	2	8,3	Acidental
<i>Gyrothrix grisea</i> Piroz.	0	0	1	2	1	1	5	8,3	Acidental
<i>Gyrothrix ramosa</i> Zucconi & Onofri	1	0	1	0	3	2	7	25	Acidental
<i>Hansfordia pulvinata</i> (Berk. & M.A. Curtis) S. Hughes	3	3	4	2	0	2	14	33,3	Acessória
** <i>Helicomycetes roseus</i> Link	11	11	11	6	13	4	56	83,3	Constante
** <i>Helicosporium aureum</i> (Corda) Linder	2	0	0	0	0	0	2	8,3	Acidental
** <i>Helicosporium pannosum</i> (Berk. & M.A. Curtis) R.T. Moore	0	0	1	1	0	2	4	8,3	Acidental
** <i>Helicosporium vegetum</i> Nees	2	4	5	2	0	9	22	50	Acessória
<i>Idriella acerosa</i> R.F. Castañeda & W.B. Kendr.	1	0	5	0	0	2	8	25	Acidental
<i>Idriella angustispora</i> Morgan-Jones	2	0	0	1	2	0	5	33,3	Acessória
<i>Idriella cubensis</i> R.F. Castañeda & G.R.W. Arnold (Fig 8m, 8n)	10	2	12	6	4	4	38	83,3	Constante
<i>Idriella ramosa</i> Matsush.	0	1	1	0	1	0	3	8,3	Acidental
<i>Kionochaeta ramifera</i> (Matsush.) P.M.Kirk & B. Sutton	3	1	0	1	0	4	9	41,7	Acessória
<i>Lauriomyces heliocephalus</i> (V. Rao & de Hoog) R.F. Castañeda & W.B. Kendr.	0	0	0	0	0	2	2	16,7	Acidental
<i>Linodochium sideroxyli</i> Dulym., P.M. Kirk & Peerally	1	1	1	2	1	3	9	33,3	Acessória
<i>Megalodochium inflatum</i> Hol.-Jech.	1	0	0	0	0	0	1	8,3	Acidental
<i>Menisporopsis novae-zelandiae</i> S. Hughes & W.B. Kendr.	0	1	2	6	3	3	15	33,3	Acessória
<i>Menisporopsis pirozynskii</i> Varghese & V.G. Rao	1	0	1	0	0	0	2	8,3	Acidental
<i>Menisporopsis theobromae</i> S. Hughes	1	1	0	6	2	6	16	41,7	Acessória
<i>Myrothecium compactum</i> R.F. Castañeda, Gusmão, Stchigel & M. Stadler	2	2	1	0	0	0	5	16,7	Acidental
<i>Paraceratocladium polysetosum</i> R.F. Castañeda (Fig 10i, 10j)	0	0	1	1	1	1	4	8,3	Acidental

Cont.: tabela 3

<i>Parapleurotheciopsis ilicina</i> P.M. Kirk	0	0	1	0	2	2	5	16,7	Acidental
<i>Parapleurotheciopsis inaequiseptata</i> (Matsush.) P.M. Kirk (Fig 9h, 9i)	0	0	2	0	0	0	2	8,3	Acidental
<i>Parasympodiella laxa</i> (Subram. & Vittal) Ponnappa	1	2	0	1	0	0	4	25	Acidental
<i>Penidiella cubensis</i> (R.F. Castañeda) U. Braun, Crous & R.F. Castañeda	1	0	0	0	0	0	1	8,3	Acidental
<i>Perelegomyces parviechinulatus</i> W.B. Kendr. & R.F. Castañeda	0	2	2	4	0	2	10	41,7	Acessória
<i>Periconia byssoides</i> Pers.	2	0	1	0	0	0	3	25	Acidental
<i>Periconia jabalpurensis</i> D.P. Tiwari & P.D. Agrawal	0	1	0	0	0	0	1	8,3	Acidental
<i>Phaeodactylum biseptatum</i> R.F. Castañeda, Iturr. & Rob. Fernández (Fig 8o)	0	0	0	0	1	0	1	8,3	Acidental
<i>Phaeoisaria infrafertilis</i> B. Sutton & Hodges (Fig 8f, 8g)	1	2	2	9	4	1	19	50	Acessória
<i>Phialophora fasciculata</i> (J.F.H. Beyma) Schol-Schwarz	1	1	0	1	1	1	5	8,3	Acidental
<i>Phoma glomerata</i> (Corda) Wollenw. & Hochapfel	1	0	0	0	0	0	1	8,3	Acidental
<i>Pithomyces chartarum</i> (Berk. & M.A. Curtis) M.B. Ellis	0	0	0	0	1	0	1	8,3	Acidental
<i>Polioteliium hyalosporum</i> (Sawada) Mains	0	0	0	0	1	0	1	8,3	Acidental
<i>Pomatomyces strobilinus</i> (Alb. & Schwein.) Oerst.	0	0	0	0	0	2	2	16,7	Acidental
Δ <i>Pterygosporopsis fragilis</i> P.M. Kirk	1	0	0	0	0	0	1	8,3	Acidental
<i>Ramichloridium strelitziae</i> Arzanlou, W. Gams & Crous	1	0	0	0	0	0	1	8,3	Acidental
<i>Rattania setulifera</i> Prabhug. & Bhat	1	0	2	0	0	1	4	16,7	Acidental
<i>Repetophragma biseptatum</i> (M.B. Ellis) Subram.	0	0	0	0	1	0	1	8,3	Acidental
<i>Repetophragma fasciatum</i> (R.F. Castañeda) R.F. Castañeda, Gusmão & Saikawa (Fig 9f, 9g)	0	2	1	5	3	0	11	33,3	Acessória
<i>Repetophragma filiferum</i> (Piroz.) R.F. Castañeda, Gusmão & Heredia (Fig 9j, 9k)	0	0	0	0	1	0	1	8,3	Acidental
<i>Rhinoctadiella cristaspora</i> Matsush. (Fig 9d, 9e)	0	0	0	0	0	1	1	8,3	Acidental
*** <i>Satchmopsis brasiliensis</i> B. Sutton & Hodges	0	1	0	0	1	0	2	8,3	Acidental
<i>Saturnispora</i> sp.	1	0	0	0	0	0	1	8,3	Acidental
<i>Scolecobasidiella tropicalis</i> R.F. Castañeda & G.R.W. Arnold (Fig 9l)	0	0	0	0	1	0	1	8,3	Acidental
<i>Scolecobasidium humicola</i> G.L. Barron & L.V. Busch	0	2	0	0	0	2	4	16,7	Acidental
<i>Selenodriella fertilis</i> (Piroz. & Hodges) R.F. Castañeda & W.B. Kendr. (Fig 8e)	1	2	1	0	1	2	7	25	Acidental
<i>Selenosporella falcata</i> B. Sutton	1	0	0	0	0	1	2	16,7	Acidental
<i>Selenosporella perramosa</i> (W.B. Kendr. & R.F. Castañeda) R.F. Castañeda	0	0	2	0	1	1	3	16,7	Acidental

Cont.: tabela 3

<i>Setosynnema isthmosporum</i> D.E. Shaw & B. Sutton (Fig 8n)	0	0	0	0	0	2	2	16,7	Acidental
<i>Siamia luxuriosa</i> V. Robert, Decock & R.F. Castañeda	0	0	1	0	0	0	1	8,3	Acidental
<i>Δ Soloacrospora flagellisetosa</i> W.B. Kendr. & R.F. Castañeda	1	0	0	0	0	0	1	8,3	Acidental
<i>Solosympodiella clavata</i> Matsush. (Fig 10u, 10v)	0	0	0	0	0	1	1	8,3	Acidental
<i>Speiropsis pedatospora</i> Tubaki	0	0	1	0	0	1	1	8,3	Acidental
<i>Speiropsis scopiformis</i> Kuthub. & Nawawi	2	0	0	0	1	1	4	25	Acidental
<i>Sporidesmiella parva</i> (M.B. Ellis) P.M. Kirk	1	0	3	2	1	1	8	33,3	Acessória
<i>Sporidesmium tropicale</i> M.B. Ellis	0	1	0	0	1	0	2	8,3	Acidental
<i>Subulispora procurvata</i> Tubaki	12	12	14	6	3	8	55	66,7	Constante
<i>Sympodiella acicola</i> W.B. Kendr.	0	1	0	0	0	0	1	8,3	Acidental
<i>Teratosperma singulare</i> Syd. & P. Syd.	0	1	0	0	1	0	2	8,3	Acidental
<i>Tetracoccosporium</i> sp.	0	0	0	0	1	0	1	8,3	Acidental
<i>Thozetella cristata</i> Piroz. & Hodges	1	1	0	1	2	1	6	25	Acidental
<i>Thozetella nivea</i> (Berk.) Kuntze	4	4	4	5	2	8	27	66,7	Constante
<i>Ulocladium botrytis</i> Preuss	0	1	0	0	0	0	1	8,3	Acidental
<i>Umbellidion radulans</i> B. Sutton & Hodges	1	0	0	1	0	0	2	8,3	Acidental
<i>Vanakripta inflata</i> (Hol.-Jech.) Melnik	1	0	0	0	0	0	1	8,3	Acidental
<i>Vermiculariopsiella cubensis</i> (R.F. Castañeda) Nawawi, Kuthub. & B. Sutton	1	4	1	4	4	8	22	41,7	Acessória
<i>Vermiculariopsiella immersa</i> (Desm.) Bender	1	1	1	0	1	1	5	16,7	Acidental
<i>Vermiculariopsiella microsperma</i> (Hohn.) R.F. Castañeda & W.B. Kendr.	0	0	0	0	1	0	1	8,3	Acidental
<i>Verticicladius</i> sp.	0	0	0	0	4	0	4	16,7	Acidental
<i>Volutella ciliata</i> (Alb. & Schwein.) Fr.	13	5	3	1	0	5	27	50	Acessória
<i>Volutella minima</i> Hohn	0	0	1	0	0	0	1	8,3	Acidental
<i>Wiesneriomyces laurinus</i> (Tassi) P.M. Kirk (Fig 8k, 8l)	5	7	10	2	11	13	48	75	Constante
<i>Xenocylindrocladium serpens</i> Decock, Hennebert & Crous	1	0	0	0	0	0	1	8,3	Acidental
** <i>Xylomyces giganteus</i> Goh, W.H. Ho, K.D. Hyde & K.M. Tsui (Fig 10t)	1	0	0	0	0	0	1	8,3	Acidental
<i>Yuccamyces cubensis</i> (R.F. Castañeda) R.F. Castañeda	0	2	0	0	1	0	3	16,7	Acidental
<i>Zasmidium indicum</i> (Kamal & R.P. Singh) U. Braun	0	0	1	4	0	0	5	16,7	Acidental

Cont.: tabela 3									
<i>Zygosporium masonii</i> S. Hughes	0	0	3	2	2	1	8	16,7	Acidental
Ocorrência	241	232	215	238	214	248	1385		
Riqueza	70	59	58	50	61	75	373		

No RVS-Gurjáú, os táxons predominantes foram: *C. kakombensis* (145 ocorrências), *B. rhombica* (133 ocorrências), *B. portoricensis* (82 ocorrências) e *Perelegomyces parviechinulatus* (46 ocorrências) (Tabela 4).

Os táxons menos abundantes no RVS Gurjáú, que ocorreram apenas uma vez foram: *Acumispora phragmospora* Matsush., *Akanthomyces ovalongatus* L.S. Hsieh, Tzean & W.J. Wu, *Blastophorum uniseptatum* Matsush., *Calcarisporium arbuscula* Preuss, *Canalisporium caribense* (Hol.–Jech. & Mercado) Nawawi & Kuthub., *Ceratocystis* sp., *Cladosporium* sp., *Codinaea apiculata* Matsush., *Codinaea simplex* S. Hughes & W.B. Kendr., *Corynespora caryotae* Subram., *Corynespora cassiicola* (Berk. & M.A. Curtis) C.T. Wei, *Cylindrocarpon fusiforme* Matsush., *Dactylaria triseptata* (Matsush.) R.F. Castañeda & W.B. Kendr., *Dactylosporium* sp., *Dictyosporium subramanianii* B. Sutton, *Gangliostilbe indica* Subram. & Vittal, *Gloiocephala palmarum* Singer, *Leptodiscella africana* (Papendorf) Papendorf, *Menisporopsis novae-zelandiae* S. Hughes & W.B. Kendr., *Myrothecium compactum* R.F. Castañeda, Gusmão, Stchigek & M. Stadler, *Phialophora fasciculata* (J.F.H. Beyma) Schol-Schwarz, *Phoma* sp., *Pomatomyces* sp., *Rattania setulifera* Prabhug. & Bhat, *Repetophragma fasciatum* (R.F. Castañeda) R.F. Castañeda, Gusmão & Saikawa, *Sporidesmium tropicale* M.B. Ellis, *Subramaniomyces fusisaprophyticus* (Matsush.) P.M. Kirk, *Tilletiopsis* sp., *Volutella nuda* Tode e *Yuccamyces purpureus* Gour, Dyko & B. Sutton (Tabela 4).

Os 43 táxons exclusivos do RVS Gurjáú foram: *Acumispora phragmospora* Matsush., *Arthrotrys* sp., *Botrytis cinerea* Pers., *Canalisporium caribense* (Hol. –Jech. & Mercado) Nawawi & Kuthub., *Ceratocystis* sp., *Codinaea lunata* Matsush., *Codinaea simplex* S. Hughes & W.B. Kendr., *Codinaea vulgaris* S. Hughes & W.B. Kendr., *Corynespora caryotae* Subram., *Corynespora cassiicola* (Berk. & M.A. Curtis) C.T. Wei, *Cylindrocolla* sp., *Dactylosporium* sp., *Dictyosporium subramanianii* B. Sutton, *Gangliostilbe indica* Subram. & Vittal, *Gloiocephala palmarum* Singer, *Helminthosporium varium* Alves-Barb., Malosso & R.F. Castañeda, *Hemibeltrania saikawae* R.F. Castañeda, W.B. Kendr. & Guarro, *Henicospora minor* P.M. Kirk & B. Sutton, *Idriella fertilis* (Piroz. & Hodges) Matsush., *Idriella mycophila* R.F. Castañeda, Guarro & Cano, *Inesiosporium mauiense* (B. Sutton & Hodges) R.F. Castañeda & W. Gams, *Lecanicillium lecanii* (Zimm.) Zare & W. Gams, *Leptodiscella africana* (Papendorf) Papendorf, *Leptodiscella japonica* Matsush., *Leptographium procerum* (W.B. Kendr.) M.J. Wingf., *Menisporopsis profusa* Piroz. & Hodges, *Mycoleptodiscus terrestris* (Gerd.) Ostaz., *Myrothecium roridum* Tode, *Phialocephala* sp., *Polylobatispora setulosa* L.B. Moro, G. Delgado & Schoenl.-Crus., *Scutisporus brunneus* K. Ando & Tubaki, *Stachybotrys chartarum* (Ehrenb.) S.

Hughes, *Stachylidium bicolor* Link, *Sterigmatobotrys macrocarpus* (Corda) S. Hughes, *Subramaniomyces fusisaprophyticus* (Matsush.) P.M. Kirk, *Tilletiopsis* sp., *Tracyella hydrocharidis* (Cif.) Zambett., *Vermiculariopsiella pediculata* (J.L. Cunn.) Hern.-Restr., R.F. Castañeda, Gené & Guarro, *Vermiculariopsis immersa* (Desm.) Hohn., *Volutella nuda* Tode, *Yuccamyces purpureus* Gour, Dyko & B. Sutton e *Zygosporium echinosporum* Bunting & E.W. Mason. (Tabela 4).

No RVS Gurjaú, as espécies *C. kakombensis* e *B. rhombica* também foram registradas em todas as coletas, com frequência comum em todos os pontos de coleta. *Beltraniella portoricensis* foi registrada em quase todas as coletas, exceto a coleta 1 e 2. Esses táxons são comuns nas regiões tropicais e requerem umidade e temperatura elevadas para seu desenvolvimento, que são características observadas nas duas áreas (REBIO Saltinho e RVS-Gurjaú).

A espécie *P. parviechinulatus* apresentou uma frequência comum no RVS Gurjaú, apesar de ser um táxon com pouca representação, pois no Brasil este representa o primeiro registro e existem poucos relatos em outros países. O táxon foi verificado em uma lista de microfungos no México (RUIZ-JIMÉNEZ, 2017) e em Cuba (CASTAÑEDA-RUIZ; KENDRICK, 1990).

Tabela 4– Fungos conidiais e frequência de ocorrência em termos de número de registro em folheto em decomposição coletado em seis locais do RVS Gurjaú, (Pontos G1-G6), PE-Brasil e categoria da constância dos táxons.

*Fungo Ingoldiano; ** Hifomiceto aeroaquático; *** Coelomiceto; 0 = Ausência de ocorrência
 □ Espécie nova; Δ Primeira ocorrência para a América do Sul; ◇ Primeira ocorrência para o Brasil.

TÁXONS/RVS-Gurjaú	Pontos						Ocorrência total	Frequência de ocorrência (%)	Constância
	G1	G2	G3	G4	G5	G6			
<i>Acumisporea phragmospora</i> Matsush.	0	0	0	0	1	0	1	8,3	Acidental
<i>Akanthomyces ovalongatus</i> L.S. Hsieh, Tzean & W.J. Wu	0	0	0	0	1	0	1	8,3	Acidental
<i>Ampullicephala setiformis</i> (R.F. Castañeda) R.F. Castañeda, Minter & M. Stadler	0	0	0	2	1	2	5	25	Acidental
<i>Anungitopsis triseptata</i> (Matsush.) R.F. Castañeda & W.B. Kendr. (Fig 9a)	1	1	3	2	4	2	13	16,67	Acidental
<i>Arthrobotrys</i> sp.	1	0	3	0	0	0	4	8,33	Acidental
<i>Beltrania querna</i> Harkn.	5	7	6	6	8	6	38	66,67	Constante
<i>Beltrania rhombica</i> Penz. (Fig 9b, 9c)	26	19	27	22	27	12	133	100	Constante
<i>Beltraniella amoena</i> R.F. Castañeda, Cano & Guarro	0	0	0	2	4	2	8	16,67	Acidental
<i>Beltraniella buloloensis</i> Matsush.	2	1	3	1	0	0	7	25	Acidental
<i>Beltraniella fertilis</i> Heredia, R.M. Arias, M. Reyes & R.F. Castañeda	0	0	0	0	4	0	4	16,67	Acidental
<i>Beltraniella havanensis</i> (Hol. –Jech.) Matsush.	0	0	1	2	2	0	5	25	Acidental
<i>Beltraniella japonica</i> Matsush.	4	0	0	0	0	0	4	16,67	Acidental
<i>Beltraniella portoricensis</i> (F. Stevens) Piroz. & S.D. Patil	16	9	20	18	15	4	82	83,33	Constante
<i>Beltraniopsis esenbeckiae</i> Bat. & J.L. Bezerra	6	6	5	5	1	7	30	66,67	Constante
<i>Blastophorum uniseptatum</i> Matsush.	0	0	0	0	0	1	1	8,33	Acidental
<i>Botrytis cinerea</i> Pers.	0	0	0	2	0	0	2	8,33	Acidental
<i>Calcarisporium arbuscula</i> Preuss	0	1	0	0	0	0	1	8,33	Acidental
<i>Canalisporium caribense</i> (Hol. –Jech. & Mercado) Nawawi & Kuthub.	0	0	0	1	0	0	1	8,33	Acidental
<i>Ceratocystis</i> sp.	0	0	0	1	0	0	1	8,33	Acidental
<i>Chaetopsina fulva</i> Rambelli	1	0	0	1	1	0	3	8,33	Acidental
<i>Chaetospermum gelatinosum</i> Petch	0	0	0	2	0	0	2	16,67	Acidental

Cont.: tabela 4

<i>Chalara bulbosa</i> (B. Sutton & Piroz.) P.M. Kirk	1	0	1	2	0	0	4	25	Acidental
<i>Circinotrichum flexuosum</i> K.G. Karand., S.M. Kulk. & Patw.	0	0	0	0	2	0	2	16,67	Acidental
<i>Circinotrichum maculiforme</i> Nees	0	0	0	0	2	0	2	8,33	Acidental
<i>Circinotrichum olivaceum</i> (Speg.) Piroz..	1	0	2	0	1	2	6	25	Acidental
<i>Cladosporium</i> sp.	0	0	0	0	0	1	1	8,33	Acidental
<i>Codinaea apiculata</i> Matsush.	0	0	1	0	0	0	1	8,33	Acidental
<i>Codinaea fertilis</i> S. Hughes & W.B. Kendr.	1	3	6	4	2	3	19	25	Acidental
<i>Codinaea lunata</i> Matsush.	0	1	1	0	1	0	3	8,33	Acidental
<i>Codinaea novae-guineensis</i> Matsush.	3	1	7	8	1	3	23	66,67	Constante
<i>Codinaea septata</i> B. Sutton & Hodges	1	1	0	0	1	1	4	33,33	Acessória
<i>Codinaea simplex</i> S. Hughes & W.B. Kendr.	1	0	0	0	0	0	1	8,3	Acidental
<i>Codinaea vulgaris</i> S. Hughes & W.B. Kendr.	1	0	0	2	0	0	3	8,3	Acidental
<i>Corynespora caryotae</i> Subram.	0	0	0	0	0	1	1	8,33	Acidental
<i>Corynespora cassiicola</i> (Berk. & M.A. Curtis) C.T. Wei (Fig 8a, 8b)	0	0	0	0	0	1	1	8,33	Acidental
<i>Cryptophiale iriomoteanum</i> Matsush.	0	5	0	0	1	3	9	33,33	Acessória
<i>Cryptophiale kakombensis</i> Piroz.	15	17	49	20	36	8	145	100	Constante
<i>Cryptophiale udagawae</i> Piroz. & Ichinoe	4	3	5	2	1	4	19	50	Acessória
<i>Cylindrocarpon fusiforme</i> Matsush.	0	0	0	0	0	1	1	8,33	Acidental
<i>Cylindrocladium scoparium</i> Morgan	2	0	1	0	0	1	4	8,33	Acidental
<i>Cylindrocolla</i> sp.	0	0	0	0	2	0	2	16,67	Acidental
<i>Dactylaria attenuata</i> Matsush.	2	2	0	1	1	1	7	16,67	Acidental
<i>Dactylaria triseptata</i> (Matsush.) R.F. Castañeda & W.B. Kendr.	0	0	0	1	0	0	1	8,33	Acidental
<i>Dactylosporium</i> sp.	0	0	0	1	0	0	1	8,33	Acidental
<i>Dictyosporium subramanianii</i> B. Sutton	0	0	0	1	0	0	1	8,33	Acidental
*** <i>Dinemasporium lanatum</i> Nag Raj & R.F. Castañeda	5	5	7	3	9	2	31	41,67	Acessória
<i>Endophragmiella</i> sp. (Fig 7a)	0	0	0	2	0	0	2	16,67	Acidental
<i>Gangliostilbe indica</i> Subram. & Vittal	0	0	0	0	0	1	1	8,33	Acidental

Cont.: tabela 4

<i>Gloiocephala palmarum</i> Singer	0	0	1	0	0	0	1	8,33	Acidental
<i>Graphium penicillioides</i> Corda	0	0	0	1	0	2	3	16,67	Acidental
<i>Gyrothrix cubensis</i> J. Mena & Mercado	1	0	0	2	0	0	3	16,67	Acidental
<i>Gyrothrix grisea</i> Piroz.	1	0	0	0	1	0	2	8,33	Acidental
<i>Hansfordia pulvinata</i> (Berk. & M.A. Curtis) S. Hughes	8	3	3	7	3	4	28	41,67	Acessória
** <i>Helicomycetes roseus</i> Link	2	3	6	2	2	2	17	50	Acessória
** <i>Helicosporium pannosum</i> (Berk. & M.A. Curtis) R.T. Moore	1	1	2	1	1	3	9	8,33	Acidental
** <i>Helicosporium vegetum</i> Nees	0	1	1	1	6	1	10	33,33	Acessória
□ <i>Helminthosporium varium</i> Alves-Barb., Malosso & R.F. Castañeda	0	0	0	0	5	0	5	16,67	Acidental
<i>Hemibeltrania saikawae</i> R.F. Castañeda, W.B. Kendr. & Guarro	4	0	0	0	0	2	6	8,33	Acidental
<i>Henicospora minor</i> P.M. Kirk & B. Sutton	0	0	0	4	0	4	8	16,67	Acidental
<i>Idriella acerosa</i> R.F. Castañeda & W.B. Kendr.	0	3	1	1	5	4	14	33,33	Acessória
<i>Idriella angustispora</i> Morgan-Jones	1	4	0	5	0	3	13	41,67	Acessória
<i>Idriella cubensis</i> R.F. Castañeda & G.R.W. Arnold	8	5	7	7	6	5	38	75	Constante
<i>Idriella fertilis</i> (Piroz. & Hodges) Matsush.	0	0	0	1	0	1	2	8,33	Acidental
<i>Idriella mycophila</i> R.F. Castañeda, Guarro & Cano	1	1	0	1	0	0	3	16,67	Acidental
<i>Idriella ramosa</i> Matsush.	0	0	0	2	0	1	3	8,33	Acidental
<i>Inesiosporium mauicense</i> (B. Sutton & Hodges) R.F. Castañeda & W. Gams	0	3	1	0	0	0	4	8,33	Acidental
<i>Kionochaeta ramifera</i> (Matsush.) P.M.Kirk & B. Sutton (Fig 10g, 10h)	2	2	1	0	3	1	9	25	Acidental
<i>Lauriomyces heliocephalus</i> (V. Rao & de Hoog) R.F. Castañeda & W.B. Kendr.	0	0	4	0	0	4	8	16,67	Acidental
<i>Lecanicillium lecanii</i> (Zimm.) Zare & W. Gams	0	0	0	1	0	1	2	8,33	Acidental
◇ <i>Leptodiscella africana</i> (Papendorf) Papendorf (Fig 7o, 7p)	1	0	1	0	0	0	2	8,33	Acidental
<i>Leptodiscella japonica</i> Matsush.	0	0	0	0	1	0	1	8,33	Acidental
<i>Leptographium procerum</i> (W.B. Kendr.) M.J. Wingf.	0	1	0	0	2	0	3	8,33	Acidental
◇ <i>Linodochium sideroxyli</i> Dulym., P.M. Kirk & Peerally (Fig 7l, 7m, 7n)	0	0	3	4	4	4	15	41,67	Acessória
<i>Menisporopsis novae-zelandiae</i> S. Hughes & W.B. Kendr.	1	5	7	0	5	1	19	25	Acidental
<i>Menisporopsis pirozynskii</i> Varghese & V.G. Rao	0	1	0	0	0	0	1	8,33	Acidental
<i>Menisporopsis profusa</i> Piroz. & Hodges	2	0	0	0	0	0	2	8,33	Acidental

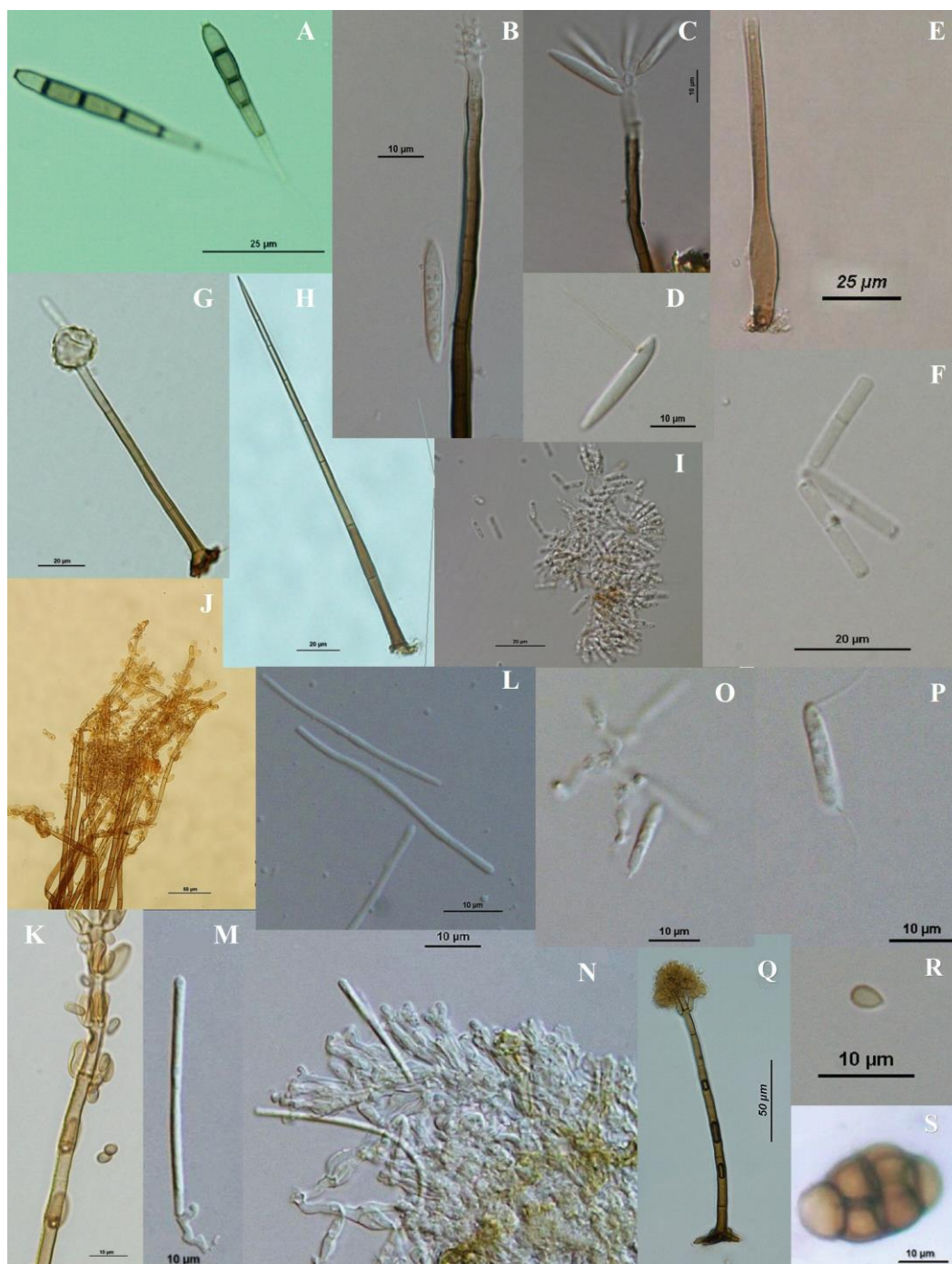
Cont.: tabela 4

<i>Menisporopsis theobromae</i> S. Hughes	5	4	3	1	2	0	15	50	Acessória
<i>Mycoleptodiscus terrestris</i> (Gerd.) Ostaz.	0	2	1	0	2	2	7	16,67	Acidental
<i>Myrothecium compactum</i> R.F. Castañeda, Gusmão, Stchigek & M. Stadler	1	1	0	1	0	2	5	25	Acidental
<i>Myrothecium roridum</i> Tode	0	0	0	0	0	1	1	8,33	Acidental
<i>Parapleurotheciopsis ilicina</i> P.M. Kirk	0	0	0	0	0	4	4	16,67	Acidental
<i>Parasymphodiella laxa</i> (Subram. & Vittal) Ponnappa (Fig 10p, 10q)	2	4	0	3	5	0	14	25	Acidental
<i>Perelegamyces parviechinulatus</i> W.B. Kendr. & R.F. Castañeda (Fig 7q, 7r)	7	24	3	5	2	5	46	66,67	Constante
<i>Periconia byssoides</i> Pers. (Fig 8p)	0	0	0	1	2	3	6	16,67	Acidental
<i>Phaeoisaria infrafertilis</i> B. Sutton & Hodges	7	4	9	4	5	2	31	58,33	Constante
<i>Phialocephala</i> sp.	0	4	1	0	1	1	7	8,33	Acidental
<i>Phialophora fasciculata</i> (J.F.H. Beyma) Schol-Schwarz	1	1	2	1	1	2	8	16,67	Acidental
<i>Phoma glomerata</i> (Corda) Wollenw. & Hochapfel	1	0	1	0	1	1	4	16,67	Acidental
<i>Pithomyces chartarum</i> (Berk. & M.A. Curtis) M.B. Ellis (Fig 7s)	0	0	0	0	0	1	1	8,33	Acidental
<i>Polylobatispora setulosa</i> L.B. Moro, G. Delgado & Schoenl.-Crus.	0	0	0	2	2	2	6	25	Acidental
<i>Pomatomyces strobilinus</i> (Alb. & Schwein.) Oerst.	0	0	0	2	0	2	4	16,67	Acidental
<i>Rattania setulifera</i> Prabhug. & Bhat	1	0	0	0	0	0	1	8,33	Acidental
<i>Repetophragma biseptatum</i> (M.B. Ellis) Subram.	0	0	0	0	1	0	1	8,33	Acidental
<i>Repetophragma fasciatum</i> (R.F. Castañeda) R.F. Castañeda, Gusmão & Saikawa	2	0	2	7	1	0	12	50	Acessória
<i>Rhinocladiella cristaspora</i> Matsush.	0	0	0	1	0	0	1	8,33	Acidental
<i>Satchmopsis brasiliensis</i> B. Sutton & Hodges	2	0	0	0	0	2	4	16,67	Acidental
<i>Scolecobasidium humicola</i> G.L. Barron & L.V. Busch	0	0	0	1	0	4	5	25	Acidental
<i>Scutisporus brunneus</i> K. Ando & Tubaki	2	0	0	0	0	1	3	8,33	Acidental
<i>Selenodriella fertilis</i> (Piroz. & Hodges) R.F. Castañeda & W.B. Kendr.	0	2	3	2	1	0	8	41,67	Acessória
<i>Selenosporella perramosa</i> (W.B. Kendr. & R.F. Castañeda) R.F. Castañeda (Fig 10k,10l)	0	2	0	0	0	1	3	8,33	Acidental
<i>Speiropsis scopiformis</i> Kuthub. & Nawawi	0	0	0	0	1	1	2	16,67	Acidental
<i>Sporidesmiella parva</i> (M.B. Ellis) P.M. Kirk (Fig 8c, 8d)	1	0	1	0	0	2	4	16,67	Acidental
<i>Sporidesmium tropicale</i> M.B. Ellis (Fig 9m, 9n)	0	1	0	0	1	1	3	16,67	Acidental
<i>Stachybotrys chartarum</i> (Ehrenb.) S. Hughes (Fig 8q, 8r)	1	0	0	0	0	0	1	8,33	Acidental

Cont.: tabela 4

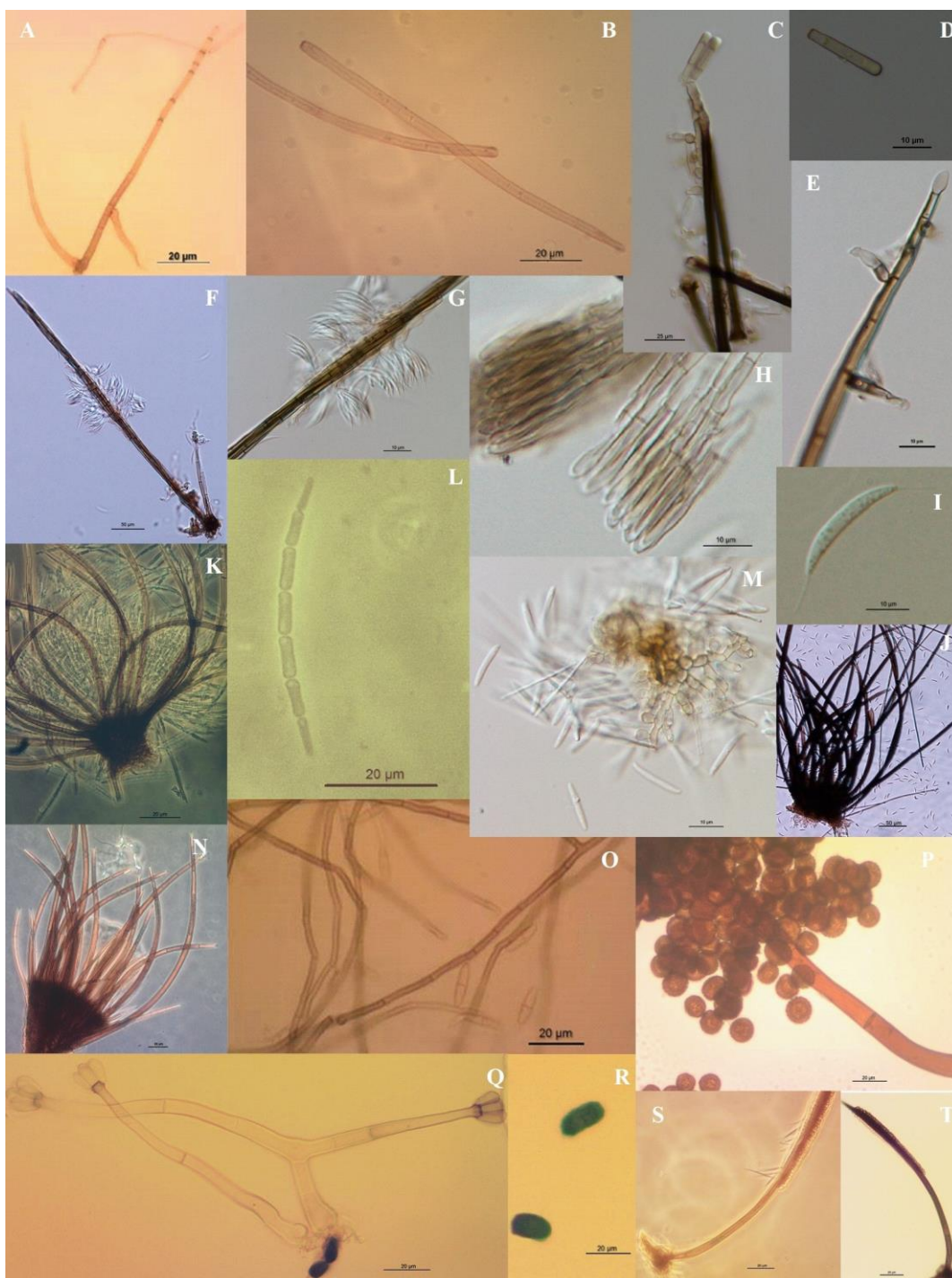
<i>Stachylidium bicolor</i> Link (Fig 7j, 7k)	1	0	0	0	0	0	1	8,33	Acidental
<i>Sterigmatobotrys macrocarpus</i> (Corda) S. Hughes	0	0	0	2	3	1	6	8,33	Acidental
<i>Subramaniomyces fusisaprophyticus</i> (Matsush.) P.M. Kirk	0	0	2	0	4	0	6	16,67	Acidental
<i>Subulispora procurvata</i> Tubaki (Fig 10r, 10s)	4	2	8	12	5	5	36	83,33	Constante
<i>Thozetella cristata</i> Piroz. & Hodges (Fig 9o)	1	1	0	0	0	2	4	16,67	Acidental
<i>Thozetella nivea</i> (Berk.) Kuntze	12	6	0	7	7	4	36	66,67	Constante
<i>Tilletiopsis</i> sp.	0	1	0	0	0	0	1	8,33	Acidental
<i>Tracyella hydrocharidis</i> (Cif.) Zambett.	0	0	0	2	0	1	3	16,67	Acidental
<i>Umbellidion radulans</i> B. Sutton & Hodges	2	0	4	0	0	0	6	16,67	Acidental
<i>Vermiculariopsiella cubensis</i> (R.F. Castañeda) Nawawi, Kuthub. & B. Sutton	1	2	0	1	1	4	9	50	Acessória
<i>Vermiculariopsiella immersa</i> (Desm.) Bender (Fig 10m, 10n, 10o)	1	3	1	1	0	0	6	16,67	Acidental
<i>Vermiculariopsiella microsperma</i> (Hohn.) R.F. Castañeda & W.B. Kendr.	0	0	0	2	0	2	4	16,67	Acidental
<i>Vermiculariopsiella pediculata</i> (J.L. Cunn.) Hern.-Restr., R.F. Castañeda, Gené & Guarro	0	0	0	1	0	1	2	8,33	Acidental
<i>Vermiculariopsis immersa</i> (Desm.) Hohn.	2	0	0	0	0	0	2	16,67	Acidental
<i>Verticicladius</i> sp.	2	0	0	0	0	0	2	16,67	Acidental
<i>Volutella ciliata</i> (Alb. & Schwein.) Fr.	7	5	3	4	4	5	28	58,33	Constante
<i>Volutella nuda</i> Tode	0	0	0	0	0	1	1	8,33	Acidental
<i>Wiesneriomyces laurinus</i> (Tassi) P.M. Kirk	10	3	7	7	2	2	31	75	Constante
<i>Yuccamyces cubensis</i> (R.F. Castañeda) R.F. Castañeda	1	0	0	1	0	4	6	33,33	Acessória
<i>Yuccamyces purpureus</i> Gour, Dyko & B. Sutton	0	0	0	0	0	1	1	8,33	Acidental
<i>Zasmidium indicum</i> (Kamal & R.P. Singh) U. Braun	1	0	0	0	0	1	2	16,67	Acidental
<i>Zygosporium echinosporum</i> Bunting & E.W. Mason	0	0	0	2	0	0	2	16,67	Acidental
<i>Zygosporium masonii</i> S. Hughes (Fig 9p, 9q)	0	0	0	0	2	0	2	8,33	Acidental
Ocorrência	210	187	237	227	229	186	1276		
Riqueza	60	48	47	66	61	74	356		

Figura 7 – *Endophragmiella* sp. (URM89960). **a.** conídios com septos, hialino nas células apicais. *Dactylaria chrysosperma*. (URM 89963). **b.** conidióforo, célula conidiogênica com dentículos e conídio. **c.** conidióforo, célula conidiogênica e conídios inseridos. **d.** conídio com célula germinativa. *Chalara alabamensis*. (URM 89962). **e.** fiálide (célula conidiogênica e conidióforo). **f.** conídio com um septo. *Ampullicephala setiformis*. (URM 89961). **g.** conidióforo, célula conidiogênica e conídio. **h.** seta. **i.** conídios. *Stachylidium bicolor*. (URM 89960). **j.** conidióforos agrupados com fiálide. **k.** conidióforo solitário, fiálide e conídios. *Linodochium sideroxyli* (URM 87704). **l.** conídios. **m.** conídio solitário com célula conidiogênica. **n.** célula conidiogênica e conídio. *Leptodiscella africana* (URM 86557). **o.** célula conidiogênica e conídio. **p.** conídio com apêndices. *Perelegamyces parviechinulatus*. **q.** conidióforo, célula conidiogênica e conídios. **r.** conídio. *Pithomyces chartarum*. **s.** conídio com dictioseptos.



Fonte: Barbosa, M.A., 2016.

Figura 8 – *Corynespora cassicola*. **a.** conidióforo e célula conidiogênica. **b.** conídios. *Sporidesmiella parva*. **c.** conidióforo, célula conidiogênica com conídios. **d.** conídio. *Selenodriella fertilis*. **e.** conidióforo e células conidiogênicas. *Phaeoisaria infrafertilis*. **f.** conidióforos e conídios. **g.** detalhe conidióforos agrupados (sinêmio), células conidiogênicas e conídios. *Dinemasporium lanatum*. **h.** células conidiogênicas. **i.** conídio com apêndices. **j.** setas. *Wiesneriomyces laurinus*. **k.** setas e conídios. **l.** conídio em cadeia ligado por um istmo. *Idriella cubensis*. **m.** células conidiogênicas e conídios. *Setosynnema isthmosporum*. **n.** setas. *Phaeodactylium biseptatum*. **o.** conidióforos, células conidiogênicas e conídios. *Periconia byssoides*. **p.** conidióforo e conídios. *Stachybotrys chartarum*. **q.** conidióforos e fiálides. **r.** amero conídios. *Cryptophiale kakombensis*. **s.** conidióforo, fiálides e conídios. **t.** detalhe do conidióforo e fiálides.



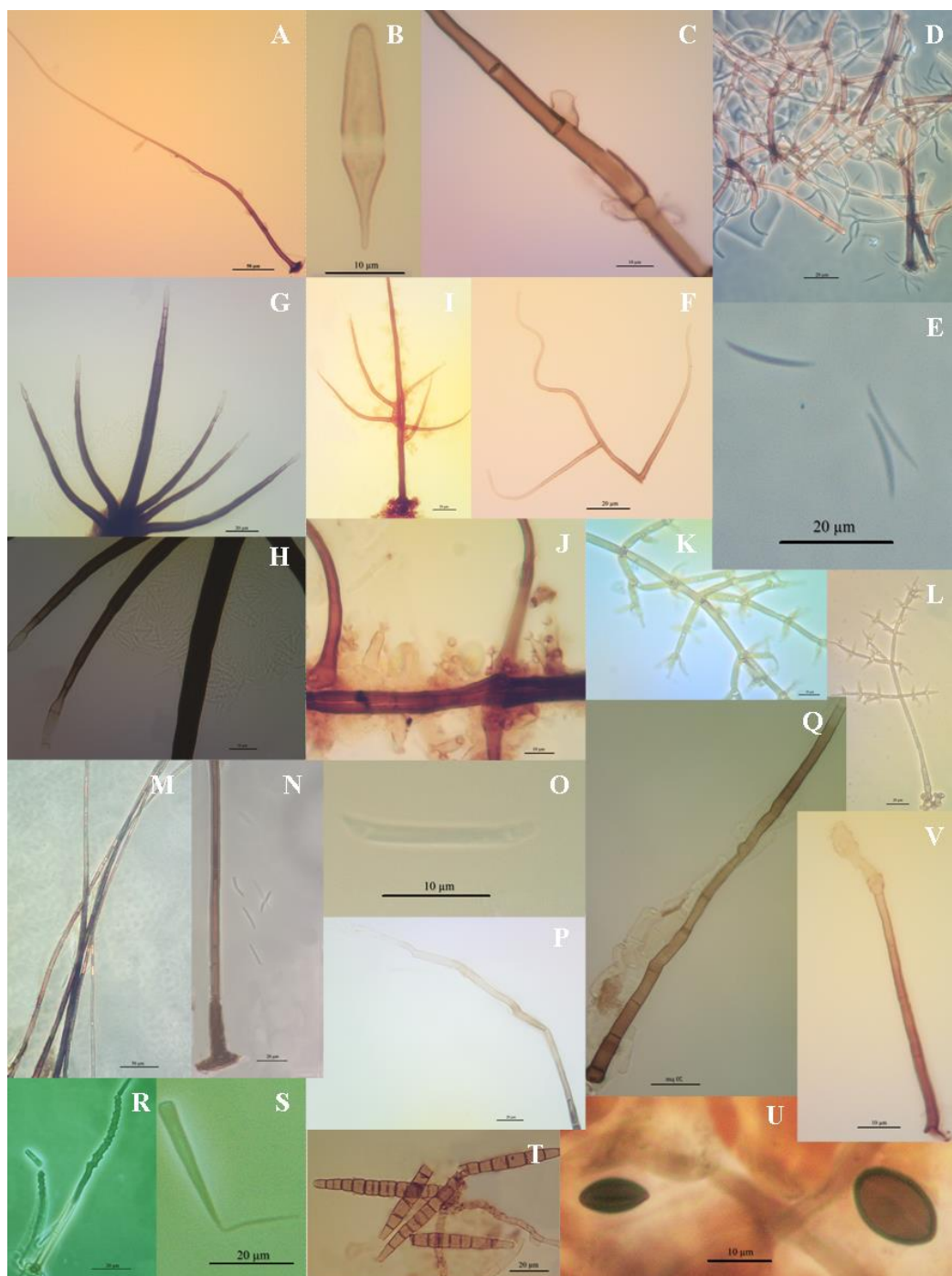
Fonte: Barbosa, M.A., 2015, 2016.

Figura 9 - *Anungitopsis triseptata*. **a.** conidióforo, célula conidiogênica e conídios. *Beltrania rhombica*. **b.** conidióforo e célula conidiogênica. **c.** conídios com apêndices. *Rhinocladiella cristaspora*. **d.** conídios agrupados. **e.** conídios. *Repetophragma fasciatum*. **f.** conidióforo e conídios. **g.** conídios e célula conidiogênica. *Parapleurotheciopsis inaequiseptata*. **h.** conidióforo e célula conidiogênica. **i.** conídios. *Repetophragma filiferum*. **j.** conídio com apêndice. **k.** conidióforo, célula conidiogênica e conídio com apêndice. *Scolecobasidiella tropicalis*. **l.** conidióforo em ramoconídios e conídios. *Sporidesmium tropicale*. **m.** conidióforo e conídio. **n.** fragmoconídio. *Thozetella cristata*. **o.** conidioma. *Zygosporium masonii*. **p.** conidióforos, células conidiogênicas e conídios. **q.** conidióforo solitário, célula conidiogênicas e conídios.



Fonte: Barbosa, M.A., 2015, 2016.

Figura 10 – *Beltraniopsis esenbeckiae*. **a.** seta, conidióforo e célula conidiogênica. **b.** conídio. **c.** detalhe da célula conidiogênica e conidióforo. *Gyrothrix circinata*. **d.** setas espiraladas com conidióforo. **e.** conídios. **f.** setas com conidióforo. *Kionochaeta ramifera*. **g.** estrutura central fértil com ramos laterais. **h.** célula conidiogênica e conídios hialinos ao redor das ramificações laterais. *Paraceratocladium polysetosum*. **i.** seta ramificada com conidióforo entrelaçado. **j.** células conidiogênicas polifialídicas. *Selenosporella perramosa*. detalhe das células conidiogênicas polifialídicas e conidióforo. **l.** conidióforo ramificado. *Vermiculariopsiella immersa*. **m.** esporodóquio. **n.** seta e conídios. **o.** detalhe do conídio. *Parasympodiella laxa*. **p.** conidióforo com extensão simpodial e célula conidiogênica. **q.** conidióforo e conídios em cadeia hialinos. *Subulispora procurvata*. **r.** conidióforo e célula conidiogênica simpodial. **s.** conídio com apêndice apical. *Xylomyces giganteus*. **t.** clamidosporos. *Solosympiella clavata*. **u.** conídios. **t.** conidióforo e célula conidiogênica.



Fonte: Barbosa, M.A., 2015, 2016.

Dos 177 táxons registrados na REBIO Saltinho e no RVS Gurjaú, observou-se dois coelomicetos (*Dinemasporium lanatum* e *Satchmopsis brasiliensis*), cinco fungos aeroaquáticos (*Helicomycetes roseus*, *Helicosporium aureum*, *Helicosporium pannosum*, *Helicosporium vegetum* e *Xylomyces giganteus*), e um fungo ingoldiano (*Dendrosporium lobatum*).

Ainda considerando os 177 táxons identificados, 86 foram comuns às duas áreas de coleta (Tabela 5).

Tabela 5 – Espécies de fungos conidiais identificadas no folhedo sobre o solo em decomposição da mata ciliar que ocorrem na REBIO Saltinho e no RVS Gurjaú, na Mata Atlântica em PE-Brasil.

<i>Akanthomyces ovalongatus</i> L.S. Hsieh, Tzean & W.J. Wu
<i>Ampullicephala setiformis</i> (R.F. Castañeda) R.F. Castañeda, Minter & M. Stadler
<i>Ampulliferopsis myriapoda</i> Bat. & Cavalc.
<i>Anungitopsis triseptata</i> (Matsush.) R.F. Castañeda & W.B. Kendr.
<i>Beltrania querna</i> Harkn.
<i>Beltrania rhombica</i> Penz.
<i>Beltraniella buloloensis</i> Matsush.
<i>Beltraniella fertilis</i> Heredia, R.M. Arias, M. Reyes & R.F. Castañeda
<i>Beltraniella havanensis</i> (Hol.-Jech.) Matsush.
<i>Beltraniella japonica</i> Matsush.
<i>Beltraniella portoricensis</i> (F. Stevens) Piroz. & S.D. Patil
<i>Beltraniopsis esenbeckiae</i> Bat. & J.L. Bezerra
<i>Blastophorum uniseptatum</i> Matsush.
<i>Calcarisporium arbuscula</i> Preuss
<i>Chaetopsina fulva</i> Rambelli
<i>Chaetospermum gelatinosum</i> Petch
<i>Chalara alabamensis</i> Morgan-Jones & E.G. Ingram
<i>Circinotrichum flexuosum</i> K.G. Karand., S.M. Kulk. & Patw.
<i>Circinotrichum maculiforme</i> Nees
<i>Circinotrichum olivaceum</i> (Speg.) Piroz.
<i>Codinaea apiculata</i> Matsush.
<i>Codinaea fertilis</i> S. Hughes & W.B. Kendr.
<i>Codinaea novae-guineensis</i> Matsush.
<i>Codinaea simplex</i> S. Hughes & W.B. Kendr.
<i>Cryptophiale iriomoteanum</i> Matsush.
<i>Cryptophiale kakombensis</i> Piroz.
<i>Cryptophiale udagawae</i> Piroz. & Ichinoe
<i>Cylindrocarpon fusiforme</i> Matsush.
<i>Cylindrocladium scoparium</i> Morgan

<i>Dactylaria attenuata</i> Matsush.
<i>Dactylaria triseptata</i> (Matsush.) R.F. Castañeda & W.B. Kendr.
<i>Dactylosporium</i> sp.
<i>Dinemasporium lanatum</i> Nag Raj & R.F. Castañeda
<i>Endophragmiella</i> sp.
<i>Gyrothrix cubensis</i> J. Mena & Mercado
<i>Gyrothrix grisea</i> Piroz.
<i>Hansfordia pulvinata</i> (Berk. & M.A. Curtis) S. Hughes
<i>Helicomycetes roseus</i> Link
<i>Helicosporium aureum</i> (Corda) Linder
<i>Helicosporium pannosum</i> (Berk. & M.A. Curtis) R.T. Moore
<i>Helicosporium vegetum</i> Nees
<i>Idriella acerosa</i> R.F. Castañeda & W.B. Kendr.
<i>Idriella angustispora</i> Morgan-Jones
<i>Idriella cubensis</i> R.F. Castañeda & G.R.W. Arnold
<i>Idriella ramosa</i> Matsush.
<i>Kionochaeta ramifera</i> (Matsush.) P.M.Kirk & B. Sutton
<i>Lauriomyces heliocephalus</i> (V. Rao & de Hoog) R.F. Castañeda & W.B. Kendr.
<i>Linodochium sideroxyli</i> Dulym., P.M. Kirk & Peerally
<i>Menisporopsis novae-zelandiae</i> S. Hughes & W.B. Kendr.
<i>Menisporopsis pirozynskii</i> Varghese & V.G. Rao
<i>Menisporopsis theobromae</i> S. Hughes
<i>Myrothecium compactum</i> R.F. Castañeda, Gusmão, Stchigel & M. Stadler
<i>Parapleurotheciopsis ilicina</i> P.M. Kirk
<i>Parasympodiella laxa</i> (Subram. & Vittal) Ponnappa
<i>Perelegamyces parviechinulatus</i> W.B. Kendr. & R.F. Castañeda
<i>Periconia byssoides</i> Pers.
<i>Phaeoisaria infrafertilis</i> B. Sutton & Hodges
<i>Phialophora fasciculata</i> (J.F.H. Beyma) Schol-Schwarz
<i>Phoma glomerata</i> (Corda) Wollenw. & Hochapfel
<i>Pithomyces chartarum</i> (Berk. & M.A. Curtis) M.B. Ellis
<i>Poliotelium hyalosporum</i>
<i>Polylobatispora setulosa</i> L.B. Moro, G. Delgado & Schoenl.-Crus.
<i>Pomatomyces</i> sp.
<i>Rattania setulifera</i> Prabhug. & Bhat
<i>Repetophragma biseptatum</i> (M.B. Ellis) Subram.
<i>Repetophragma fasciatum</i> (R.F. Castañeda) R.F. Castañeda, Gusmão & Saikawa
<i>Rhinocladiella cristaspora</i> Matsush.
<i>Satchmopsis brasiliensis</i> B. Sutton & Hodges
<i>Scolecobasidium humicola</i> G.L. Barron & L.V. Busch
<i>Selenodriella fertilis</i> (Piroz. & Hodges) R.F. Castañeda & W.B. Kendr.

<i>Selenosporella perramosa</i> (W.B. Kendr. & R.F. Castañeda) R.F. Castañeda
<i>Speiropsis scopiformis</i> Kuthub. & Nawawi
<i>Sporidesmiella parva</i> (M.B. Ellis) P.M. Kirk
<i>Sporidesmium tropicale</i> M.B. Ellis
<i>Subulispora procurvata</i> Tubaki
<i>Thozetella cristata</i> Piroz. & Hodges
<i>Thozetella nivea</i> (Berk.) Kuntze
<i>Umbellidion radulans</i> B. Sutton & Hodges
<i>Vermiculariopsiella cubensis</i> (R.F. Castañeda) Nawawi, Kuthub. & B. Sutton
<i>Vermiculariopsiella immersa</i> (Desm.) Bender
<i>Verticicladius</i> sp.
<i>Volutella ciliata</i> (Alb. & Schwein.) Fr.
<i>Wiesneriomyces laurinus</i> (Tassi) P.M. Kirk
<i>Yuccamyces cubensis</i> (R.F. Castañeda) R.F. Castañeda
<i>Zasmidium indicum</i> (Kamal & R.P. Singh) U. Braun
<i>Zygosporium masonii</i> S. Hughes

Com relação aos dados de constância (Tabelas 3 e 4) nos fragmentos de Mata Atlântica estudados, na REBIO Saltinho os táxons foram classificados na categoria de espécies acidentais (75,5%), seguidas de acessórias (14,1%) e constantes (10,4%). No RVS Gurjaú, os táxons na categoria acidental perfazem 77,9%, na categoria acessória são 11,8% e na categoria constante 10,2% (Figura 11). Portanto, neste estudo, prevalecem os táxons acidentais de fungos conidiais no folhedo em decomposição sobre o solo, ou seja, os que foram detectados apenas em uma coleta. A maioria dos trabalhos relata a constância dos fungos conidiais relacionada a espécie vegetal específica ou a outros tipos de substrato além das folhas (galhos, pecíolos, cascas). Outros trabalhos em fragmentos de Mata Atlântica também relatam grande ocorrência de espécies acidentais como, por exemplo, Santana *et al.* (2017) que analisaram o folhedo em decomposição em um fragmento de Mata Atlântica, na Bahia, e constataram que as espécies acidentais prevaleceram com 61,5%, seguidas das acessórias (20,5%) e constantes (17,9%).

Na Serra da Jibóia, Marques, Gusmão e Maia (2008) estudaram a distribuição das espécies por classes de constância em folhas, pecíolos, galhos e cascas, e encontraram predominância das espécies acidentais (42,5%), seguidas das constantes (31,1%) e acessórias (26,4%). No estudo realizado por Dos Santos (2015) sobre ascomicetos associados ao

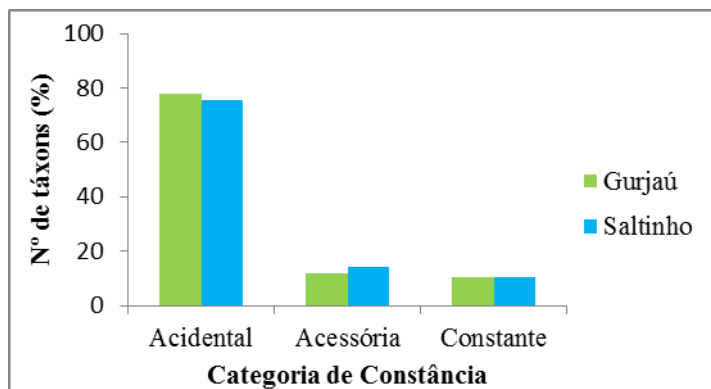
folhedo da Mata Atlântica na Bahia, foram analisadas três espécies vegetais, *Inga thibaudiana* DC., *Myrcia splendens* (Sw.) DC. e *Pera glabrata* (Schott) Poepp. ex Baill., observou-se que em *I. thibaudiana* a maioria dos táxons foram classificados na categoria acessória; em *M. splendens* houve o mesmo percentual de táxons acidentais e constantes e *P. glabrata*, a maioria dos táxons ficou na categoria acidental, esses resultados diferiram dos obtidos por Barbosa, Maia e Gusmão (2009) e por Magalhães et al. (2011), em que houve predominância de táxons acidentais para todas as plantas e áreas estudadas, enquanto que o trabalho de Dos Santos (2015) apresentou uma variação das categorias de constância para cada espécie vegetal estudada.

Vale ressaltar que há uma grande variação de adaptação entre as diferentes espécies de fungos conidiais associados ao folhedo em decomposição (RAMBELLI *et al.*, 2004). Além disso, táxons de fungos conidiais acidentais são influenciados por condições específicas como temperatura, umidade, tempo de decomposição do folhedo, disponibilidade de nutrientes, enquanto que os táxons constantes apresentam uma menor influência destas condições (SANTANA *et al.*, 2017).

Santana *et al.* (2017) relatam, ainda, que a baixa ocorrência de táxons constantes pode ser resultado de vários fatores, tais como elevado número de espécies vegetais por hectare tornando disponível vários substratos em diferentes períodos de tempo, além de condições climáticas variadas, presença ou ausência de tricomas nas folhas e estágio de decomposição do substrato.

A constância de táxons para as duas áreas, REBIO Saltinho e RVS Gurjaú, foi semelhante. Os locais apresentaram mais espécies acidentais, pois as espécies constantes sofrem menos influência do meio, ou seja, elas estão mais adaptadas e estabelecidas, portanto há menos variação, já as espécies acidentais sofrem mais influências em relação as condições ambientais, por exemplo, espécies mais adaptadas a determinadas faixas de temperaturas tendem a se desenvolver mais do que outras, assim como outros fatores, pH, umidade, oxigênio, podem favorecer um número maior de espécies acidentais.

Figura 11 - Constância de fungos conidiais do folhedo sobre o solo em decomposição de mata ciliar da REBIO Saltinho (azul) e RVS Gurjaú (verde), na Mata Atlântica em PE-Brasil.



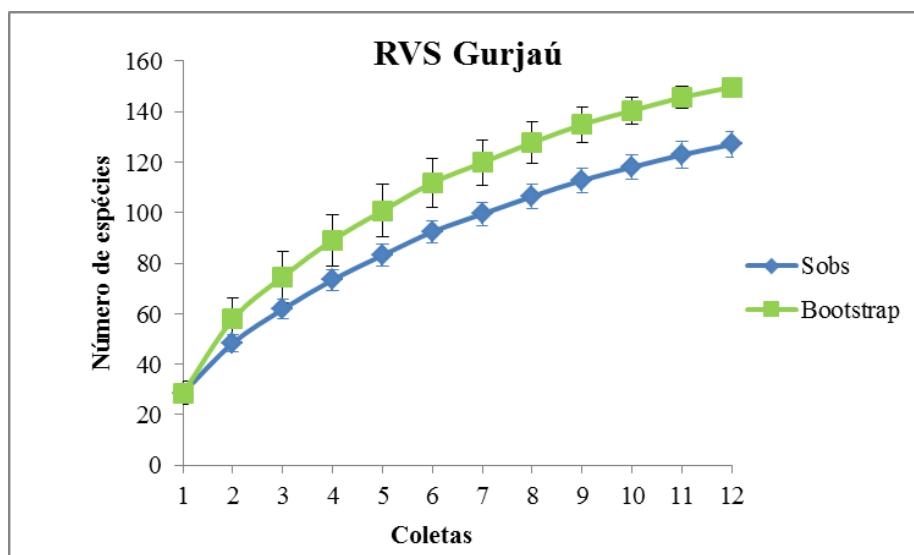
Fonte: Barbosa, M.A., 2018.

4.3 O QUE OS ÍNDICES ECOLÓGICOS MOSTRAM SOBRE OS FUNGOS CONIDIAIS?

Para caracterização das comunidade de fungos conidiais em cada uma das áreas e posterior comparação entre elas, foram estimados índices ecológicos. Primeiramente, foram construídas curvas de acumulação para balizar a proporção da diversidade das espécies de fungos conidiais do folhedo em decomposição que foi abrangida (ou revelada) por este estudo. Entretanto a curva de acumulação produzida a partir das espécies observadas não atingiu a assíntota. A curva de acúmulo de espécies produzida pelo estimador de riqueza *Bootstrap* mostra que ainda existe a tendência de aumento da riqueza de espécies de fungos conidiais em folhedo sobre o solo de Mata Atlântica (Figura 12).

A curva de acumulação para o RVS Gurjaú estimou que a riqueza máxima de espécies a ser encontrada é 150, e no presente estudo foram encontradas 128 espécies. Logo, 84,66 % dos táxons estimados foram encontrados.

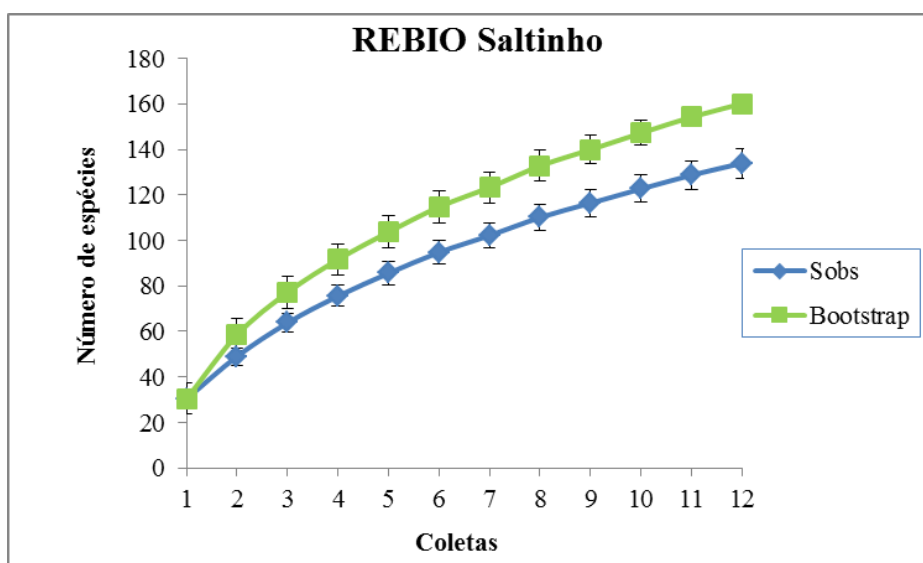
Figura 12 - Curva de acumulação de táxons de fungos conidiais encontrados na mata ciliar, observados no folheto misto em decomposição no RVS Gurjaú, PE-Brasil e as estimativas de riqueza do estimador não-paramétrico *Bootstrap* (linha verde), Sobs: riqueza observada (linha azul).



Fonte: Barbosa, M.A., 2018.

A curva de acumulação para a REBIO Saltinho estimou que a riqueza máxima de espécies a ser encontrada é 160, e no presente estudo foram encontradas 135 espécies. Logo, 83,75 % dos táxons estimados foram encontrados (Figura 13).

Figura 13 - Curva de acumulação de táxons de fungos conidiais encontrados na mata ciliar, observados no folheto misto em decomposição na REBIO Saltinho, PE-Brasil e as estimativas de riqueza do estimador não-paramétrico *Bootstrap* (linha verde), Sobs: riqueza observada (linha azul).



Fonte: Barbosa, M.A., 2018.

O número de fungos conidiais encontrados neste trabalho foi expressivo, entretanto, a curva de acumulação produzida com base nas espécies observadas não atingiu a assíntota. As curvas de acumulação de espécies geradas pelo estimador *Bootstrap* mostrou que existe uma tendência ao aumento da riqueza observada de espécies de fungos conidiais no folheto de mata atlântica no caso de mais coletas serem realizadas.

Nesse estudo, a maior riqueza de fungos conidiais foi encontrada na REBIO Saltinho (135 táxons), provavelmente, devido às características da área formada por mata ombrófila em que o solo é bastante úmido e há um grande acúmulo de serapilheira que possibilita o desenvolvimento dos fungos. Quando comparada ao RVS Gurjaú (128 táxons), não há diferença estatística no número de táxons registrados, provavelmente pela umidade e temperatura elevadas nesta área também. Essas variáveis apresentaram valores altos em ambas as áreas de coleta que são Unidades de Conservação que mantêm as matas ciliares preservadas e estabilizadas e recebem o mínimo de interferência humana, sendo propícias para o desenvolvimento dos fungos conidiais de folheto.

A estabilização da curva de acumulação é difícil, principalmente em regiões tropicais, pois muitas espécies raras costumam ser adicionadas após várias amostragens (COLWELL; CODDINGTON, 1994). Resultados similares foram encontrados em outras pesquisas: Araújo (2016) não obteve saturação da curva de acúmulo de táxons por esforço amostral no estudo de diversidade de fungos conidiais em folheto misto em decomposição sobre o solo em um sistema agroflorestal (SAF) e um fragmento de Mata Atlântica de Pernambuco. Apesar de não ter atingindo o total da riqueza estimada com o esforço amostral, a autora detectou, com base no estimador Jackknife 2, mais de 85% dos táxons tanto para a área de Mata Nativa, quanto para o SAF. Foi observado, no folheto submerso por Silva (2016), que não foi obtida a saturação da curva de acumulação no estudo de hifomicetos em folhas submersas na REBIO Saltinho e no RVS Gurjaú em Pernambuco, com base no estimador de riqueza Jackknife 2. No entanto, foi possível revelar 72% da riqueza estimada para a REBIO Saltinho e 79% da riqueza estimada para o RVS Gurjaú.

Foi registrado um grande número de táxons no presente estudo, associados ao folheto em decomposição. Resultados semelhantes têm sido registrados em pesquisas dessa natureza no Brasil. Por exemplo, Marques (2008), estudando fungos conidiais associados a substratos vegetais em decomposição em fragmentos de Mata Atlântica, na Serra da Jibóia, Bahia, identificou 106 espécies de fungos conidiais em 71 gêneros; o autor analisou, além

das folhas, os pecíolos, galhos e cascas, e obteve em um ano de coleta uma grande diversidade de táxons. Araújo (2016), em um estudo de diversidade de fungos conidiais associados ao folheto em decomposição de um sistema agroflorestal (SAF) e um fragmento de Mata Atlântica, em Pernambuco, no qual foram analisadas apenas as folhas, registrou 65 táxons, sendo 56 táxons encontrados na área de Mata Atlântica e 51 táxons encontrados no SAF, o que pode ser considerado uma grande diversidade.

Neste trabalho, com um ano a mais de coletas, ou seja, o dobro do esforço amostral dos anteriores, observou-se aproximadamente 85% da riqueza. A análise do folheto mostrou uma grande diversidade de táxons em dois anos de coleta. Na REBIO Saltinho, no primeiro ano de coleta foi detectado 670 espécimes, enquanto no segundo ano de coleta houve um incremento e foi detectado 717 espécimes; no RVS Gurjáú, no primeiro ano foi detectado 673 espécimes e no segundo ano 610 espécimes. Esses dados levantam questões sobre a necessidade de estudos longos, com mais de dois anos de coletas, além de múltiplas observações que podem auxiliar na definição de padrões de ocorrência das espécies no tempo, para uma maior representação da diversidade da área estudada e elaboração de listas de espécies.

Os dados de ocorrência dos fungos conidiais gerados a partir das identificações taxonômicas no folheto em decomposição sobre o solo foram utilizados para estimativa de índices ecológicos. Em relação às duas áreas estudadas, REBIO Saltinho e RVS Gurjáú, foi feita a comparação quanto à frequência de ocorrência e riqueza de espécies, e não houve diferença significativa. No entanto, foi observada diferença significativa entre as áreas para os índices de diversidade e equitabilidade, mas não para o índice de dominância (Tabela 6).

Tabela 6 - Riqueza de Espécies, Diversidade de Shannon-Wiener (H'), Equitabilidade de Pielou (e) e Dominância de Berger-Parker de fungos, aplicados às coletas realizadas nas áreas de mata ciliar da REBIO Saltinho e RVS Gurjáú, na Mata Atlântica de PE-Brasil.

Índices	Saltinho	Gurjáú	¹Boot p (eq)
Frequência de ocorrência	1384	1276	0
Riqueza	135	128	0,2367
Diversidade (H')	3,838	3,942	0,0413
Equitabilidade (J')	0,7836	0,8112	0,0044
Dominância (d)	0,1233	0,1137	0,4783

¹ **Boot p (eq)**: probabilidade de ter igual diversidade (probability of having equal diversities).

Se p (eq) for maior que 0.05, não há diferença significativa.

Fonte: Barbosa, M.A., 2018.

Ao analisar a riqueza das duas áreas, é importante ressaltar que são de floresta tropical úmida, ou seja, são ecossistemas que apresentam uma alta riqueza de espécies vegetais, típicas desses ambientes, e ao se estudar o folheto produzido por essas espécies vegetais é possível encontrar muitos táxons, novas ocorrências, e novos gêneros e espécies (PARUNGAO *et al*, 2002).

Foi possível observar que não houve diferença significativa em termos de riqueza entre as áreas, pode-se afirmar que a diferença na diversidade está relacionada com a ocorrência, ou seja, com a abundância dos fungos nas diferentes áreas. As florestas tropicais abrigam algumas espécies de ocorrência abundante e numerosas espécies raras. Essa elevada riqueza de espécies de fungos conidiais nos trópicos se deve às características de alta temperatura e umidade atmosférica, que favorecem o desenvolvimento de diversas espécies (MERCADO-SIERRA; HOLUBOVÁ-JECHOVÁ; MENA-PORTALES, 1987; CONTI; FURLAN, 2003).

Os táxons detectados no presente trabalho foram homogêneos na REBIO Saltinho e no RVS Gurjaú, com índices de equitabilidade de 0,86 a 0,95 para a REBIO Saltinho e 0,82 a 0,94 no RVS Gurjaú (Tabela 7). O índice de dominância foi maior na REBIO Saltinho, especialmente na 1ª coleta (ago/2014), 2ª coleta (nov/2014), 3ª coleta (jan/2015), 11ª (maio/2016) e 12ª (jul/2016) o que demonstra uma maior concentração de espécimes de um táxon (Tabela 7). Os fatores físicos ambientais podem ter correlação com os maiores índices de dominância na REBIO Saltinho, pois esses períodos amostrais têm em comum a umidade e a alta temperatura.

As coletas com maior índice de dominância estiveram concentradas no período chuvoso, podendo iniciar (a elevação do índice) desde o início das chuvas, na transição entre as estações seca e chuvosa. Isso coincide com temperaturas mais elevadas, porém, nesta região do Brasil, as temperaturas nunca ficam abaixo de 20°C (IPA, 2018). A elevada dominância em janeiro/2015, que é período seco, pode ser explicada pela conservação da umidade proporcionada pela mata. Embora a precipitação tenha sido baixa, a mata ciliar está sob influência do rio, que é perene, e portanto, a vegetação deste local e a microbiota do solo/serapilheira não sofrem com a falta de chuvas da mesma forma que as dos trechos de mata mais afastados da calha do rio.

O índice de dominância está relacionado com a diversidade de fungos em um ecossistema, que pode estar associada a vários fatores como substratos vegetais, biomassa,

conteúdos orgânicos e inorgânicos. Neste sentido, as folhas são um dos mais relevantes fatores, ou seja, substrato colonizado pelos fungos, por serem originárias de uma variedade de espécies vegetais com grande diversidade morfológica (DIX; WEBSTER, 1995).

Em relação à abundância dos fungos conidiais identificados, a REBIO Saltinho apresentou maior frequência no período da 9ª coleta (jan/2016). No RVS Gurjaú, a maior abundância foi observada no período da 12ª coleta (jul/2016) (Tabela 7).

A REBIO Saltinho apresentou o índice de riqueza variando de 21 táxons identificados na 5ª coleta (maio/15) a 42 táxons na 9ª coleta e o RVS Gurjaú variando de 20 táxons na 4ª coleta e 39 táxons na 2ª coleta (nov/14), a amplitude de variação é de 21 táxons para a REBIO Saltinho e 19 táxons para o RVS Gurjaú, ou seja, não houve diferença significativa entre as áreas segundo o índice de riqueza (Tabela 7).

Os maiores índices de diversidade foram observados no RVS Gurjaú, destacando a 1ª coleta (ago/2014) e 2ª coleta (nov/14). Para a REBIO Saltinho, os índices maiores foram observados na 8ª coleta (nov/2015) e 9ª coleta (jan/2016) (Tabela 7).

Tabela 7 – Índices ecológicos referentes às espécies de fungos conidiais coletados em matas ciliares da REBIO Saltinho e RVS Gurjaú na Mata Atlântica em PE-Brasil, entre agosto (2014) e julho (2016).

ÍNDICES	C1 (ago/14)		C2 (nov/14)		C3 (jan/15)		C4 (mar/15)		C5 (mai/15)		C6 (jul/15)		C7 (set/15)		C8 (nov/15)		C9 (jan/16)		C10 (mar/16)		C11 (mai/16)		C12 (jul/16)	
	RS	RG	RS	RG	RS	RG	RS	RG	RS	RG	RS	RG	RS	RG	RS	RG	RS	RG	RS	RG	RS	RG	RS	RG
AB	123	128	126	129	142	134	114	124	71	80	94	68	150	141	81	91	170	93	90	60	83	73	143	154
R	25	38	26	39	27	26	24	20	21	27	27	25	36	28	34	29	42	31	40	32	28	27	30	30
DI (H')	2,76	3,37	2,81	3,39	2,97	3,09	2,93	2,82	2,81	3,03	3,01	2,99	3,08	2,74	3,34	3,07	3,26	3,11	3,22	3,26	2,95	2,93	2,94	2,79
E (J')	0,86	0,93	0,86	0,92	0,90	0,95	0,92	0,94	0,92	0,92	0,91	0,93	0,86	0,82	0,95	0,91	0,87	0,91	0,87	0,94	0,89	0,89	0,86	0,82
DO (d)	0,19	0,11	0,18	0,11	0,17	0,13	0,14	0,14	0,13	0,13	0,15	0,15	0,13	0,16	0,09	0,11	0,12	0,14	0,13	0,12	0,16	0,14	0,17	0,19

*RS = REBIO Saltinho; *RG = RVS Gurjaú

C = coleta

Fonte: Barbosa, M.A., 2018.

*AB = abundância, R = riqueza de espécies, DI (H') = diversidade de Shannon-Wiener, E (J') = Equitabilidade e DO = dominância

Observou-se na REBIO Saltinho o registro de um menor número de táxons na 5ª coleta (maio/2015 - 71 táxons), e o maior registro de táxons na 9ª coleta (jan/2016 - 170 táxons), esses valores contabilizaram uma diferença de 99 táxons, ou seja, uma diferença significativa. No RVS Gurjaú o menor registro de táxons foi na 10ª coleta (mar/2016 - 58 táxons), e o maior registro foi na 12ª coleta (jul/2016 - 154 táxons), a diferença foi de 96 táxons, também uma diferença significativa.

A heterogeneidade e complexidade da vegetação de floresta tropical úmida que forma a serapilheira promove uma diferença de nichos e substratos em diferentes estados de decaimento o que resulta na diversidade de fungos decompositores. Quando o folheto é depositado no solo, ocorre o desaparecimento de algumas espécies de fungos, propiciando a substituição de outras que sobrevivem às novas condições ambientais e nutricionais atuantes no solo (HEREDIA-ABARCA, 1994).

Outros fatores como: aeração, tempo de senescência, composição química e estrutura das folhas, temperatura, umidade e dentre outros podem influenciar a diversidade dos fungos. Parungao *et al.* (2002) registraram variação da riqueza no material coletado que, em uma folha analisada, apresentou 14 espécimes no entanto, em outras folhas não houve registro de nenhum fungo. Esses autores acreditam que a estrutura das folhas (folhas mais decomposta, coriácea, com ou sem tricomas), podem ter influenciado o estabelecimento dos fungos.

Além disso, a sazonalidade (períodos de seca e chuva) influencia a queda foliar que acaba modificando o nicho ecológico (e a estrutura das folhas) e a atividade dos fungos decompositores. Com a queda das folhas a serapilheira é formada, propiciando o desenvolvimento dos fungos que decompõem o folheto e são retidos no solo, tornando o solo rico em matéria orgânica, que é favorável para o desenvolvimento desses micro-organismos e dos vegetais (IVANAUSKAS; MONTEIRO; RODRIGUES 2003; SAPORETTI-Jr *et al.*, 2016).

A composição da comunidade de fungos pode sofrer mudanças sequenciais em sua composição e potencial de degradação, devido a alterações na temperatura, disponibilidade de água e nutrientes, que resulta em estágios sucessionais. Alguns gêneros de fungos são mais comuns nos estágios iniciais, intermediários ou finais da decomposição e contribuem para a sucessão modificando o substrato e permitindo que outras espécies se estabeleçam levando a formação de uma comunidade subsequente, pois a medida que os materiais vegetais vão sendo decompostos pelos fungos, uma variedade de compostos orgânicos são apresentados

em rotações para que uma sucessão de grupos ecológicos altere os componentes orgânicos até que a completa decomposição ocorra e assim modificando a comunidade microbiana (LUMLEY; GIGNAC; CURRAH, 2001).

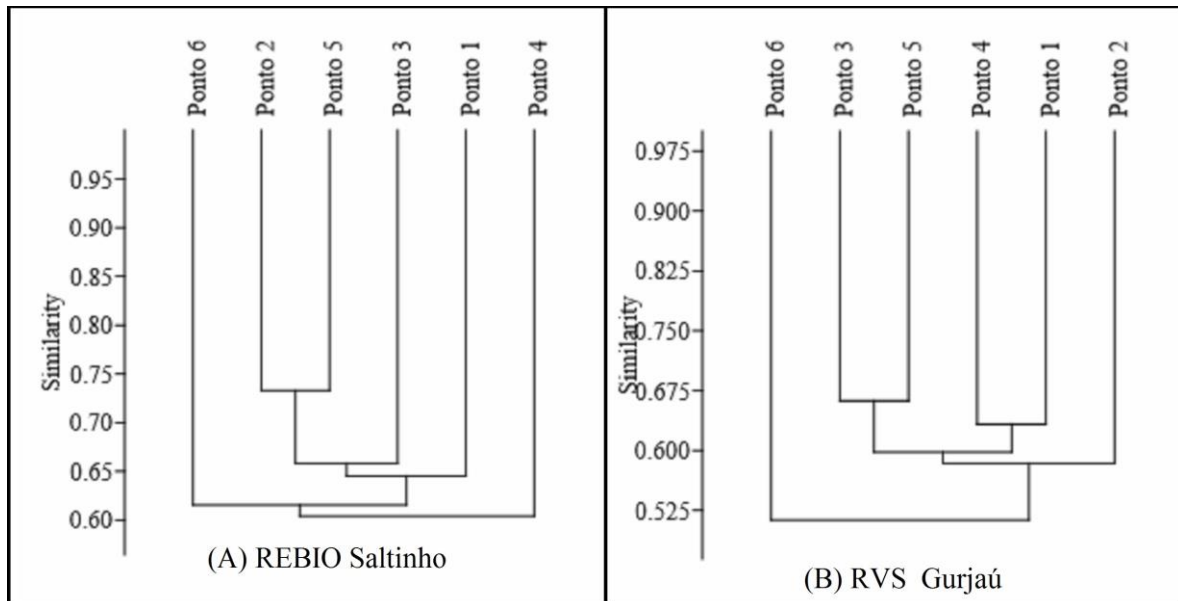
4.4 SIMILARIDADE E VARIÂNCIA ENTRE AS COMUNIDADES DE FUNGOS CONIDIAIS DO FOLHEDO EM DECOMPOSIÇÃO SOBRE O SOLO

O coeficiente DICE (Sorensen) foi utilizado para avaliar o grau de similaridade da composição taxonômica entre as áreas, pontos e períodos de coletas, utilizando os dados de presença ou ausência de espécies. Assim, foram construídos dendrogramas pelo método de agrupamento pareado das distâncias médias UPGMA (Unweighted Pair wise Group Method using) (ROHLF, 2000).

A análise da comunidade de fungos conidiais da REBIO Saltinho está representada pelo dendrograma na Figura 14 (A) em que correspondem aos pontos de coletas. Os pontos 2 e 5 se agruparam com aproximadamente 73% de similaridade. Os pontos 1,3, 4 e 6 ficaram em ramos isolados com similaridade de 65%, 66%, 60% e 61%, respectivamente.

A análise da comunidade de fungos conidiais do RVS Gurjaú também mostra a formação de um grupo com vários agrupamentos e outro em que os pontos 3 e 5 e os pontos 1 e 4 se agrupam com 67% e 63% respectivamente (Figura 14 B). O ponto 2 formou um ramo isolado com 59% de similaridade e o ponto 6 apresentou a menor similaridade com cerca de 52,5%. Os pontos 6 em ambas as áreas (REBIO Saltinho e RVS Gurjaú) apresentaram um índice de similaridade um pouco menor que os outros pontos, talvez por serem locais com mais influência antrópica.

Figura 14 - Dendrogramas de similaridade da comunidade de fungos conidiais em folheto terrestre coletado na mata ciliar da REBIO Saltinho (A) e do RVS Gurjaú (B) ao longo de dois anos de coletas, na Mata Atlântica em PE-Brasil. C1 a C12 representam as coletas realizadas.



Fonte: Barbosa, M.A., 2018.

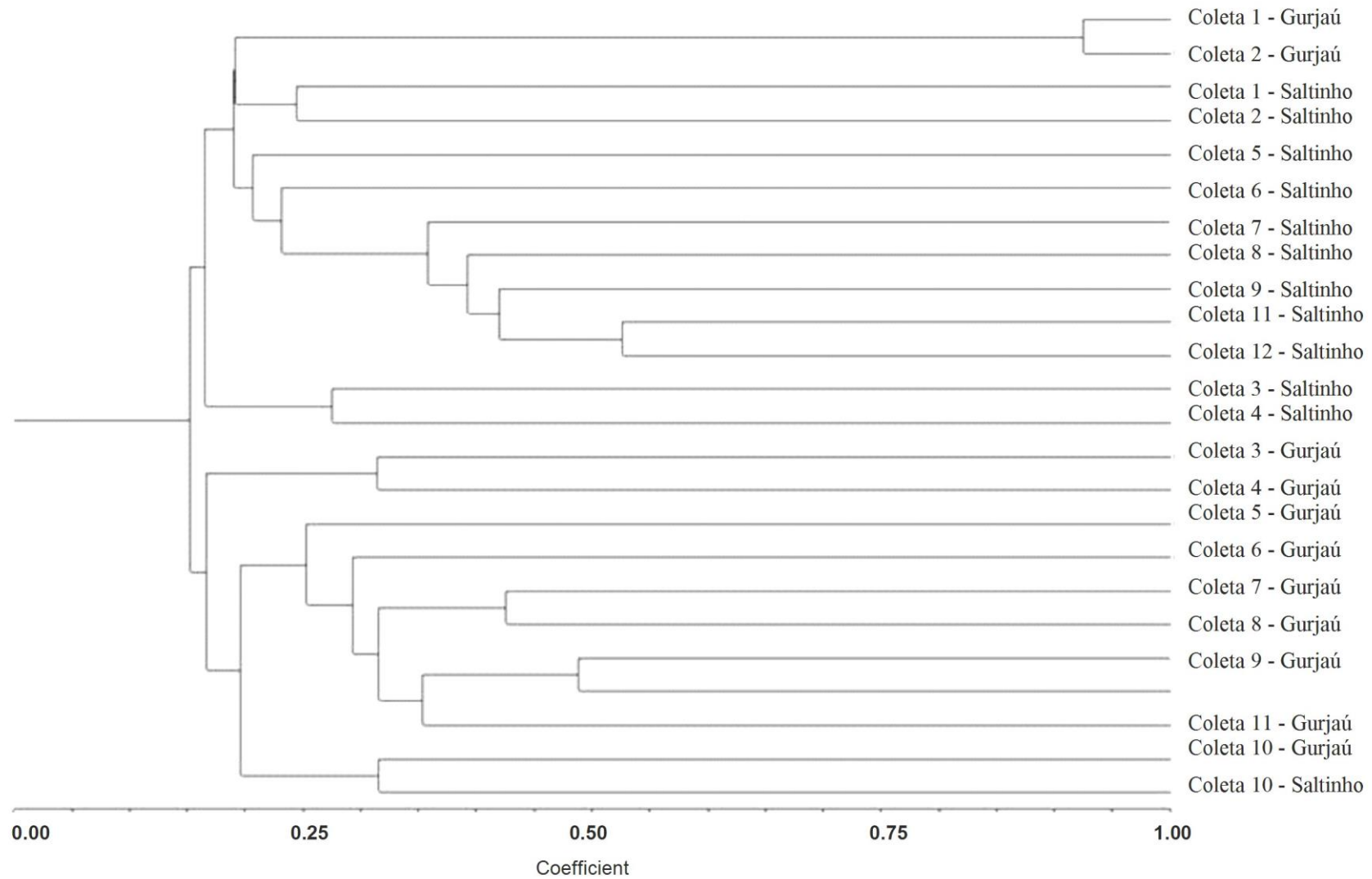
Foi observado, tanto nos agrupamentos da REBIO Saltinho quanto nos do RVS Gurjaú, que as amostras tiveram quase o mesmo padrão de distribuição no dendrograma, com 25% de similaridade mínima (entre os grupos mais divergentes) para ambas as áreas. Alguns períodos de coleta foram mais similares entre si, como é o caso das coletas C1 e C2 para ambas as áreas. Esses dois momentos correspondem ao primeiro semestre de coleta e ao final do período de chuvas-transição para estiagem.

Na REBIO Saltinho, C11 e C12 se agruparam, correspondendo ao quarto semestre do estudo com coletas em períodos de precipitação pluviométrica semelhantes. No RVS Gurjaú, C7 e C8 se agruparam, correspondendo ao terceiro semestre e início do segundo ano de coletas, que teve precipitação pluviométrica bem semelhante nesses dois períodos. C9 e C12 também se agruparam com precipitação pluviométrica semelhante, porém esses dois períodos estão separados no tempo por um período de chuvas intensas. As amostras C3 e C4 se agruparam tanto na REBIO Saltinho quanto no RVS Gurjaú, porém, não parece haver uma correlação com a pluviosidade, pois correspondem a períodos com quantidades de chuva muito diferentes. Neste caso, se pode especular se tal similaridade não estaria relacionada com o tipo de substrato, ou seja, as folhas da vegetação na área (ou ponto) de coleta. Os

agrupamentos das áreas apresentaram maior correlação com os dados de chuva, fato também observado por Costa et al. (2012).

Ao comparar as duas áreas, foram formados dois grandes clados com 17,5% de similaridade: o primeiro compreendendo quase todas as coletas da REBIO Saltinho (coletas, 1, 2, 3, 4, 5, 6, 7, 8, 9, 11,12) e duas coletas do RVS-Gurjáú (coletas 1 e 2) e o segundo compreendendo quase todas coletas do RVS Gurjáú (coletas 3 a 12) e uma coleta da REBIO Saltinho (coleta 10) (Figura 15).

Figura 15 - Dendrograma de similaridade da comunidade de fungos conidiais em folheto terrestre sobre o solo coletado na mata ciliar da REBIO Saltinho e do RVS Gurjaú ao longo de dois anos de coletas, na Mata Atlântica em PE-Brasil.



Fonte: Barbosa, M.A., 2018.

A microbiota apresentou baixa similaridade entre as áreas de estudo. As diferenças podem ser devidas a composição vegetal, principalmente do componente arbóreo, além da temperatura, precipitação pluviométrica, nutrientes disponíveis e vários outros fatores que também podem estar envolvidos.

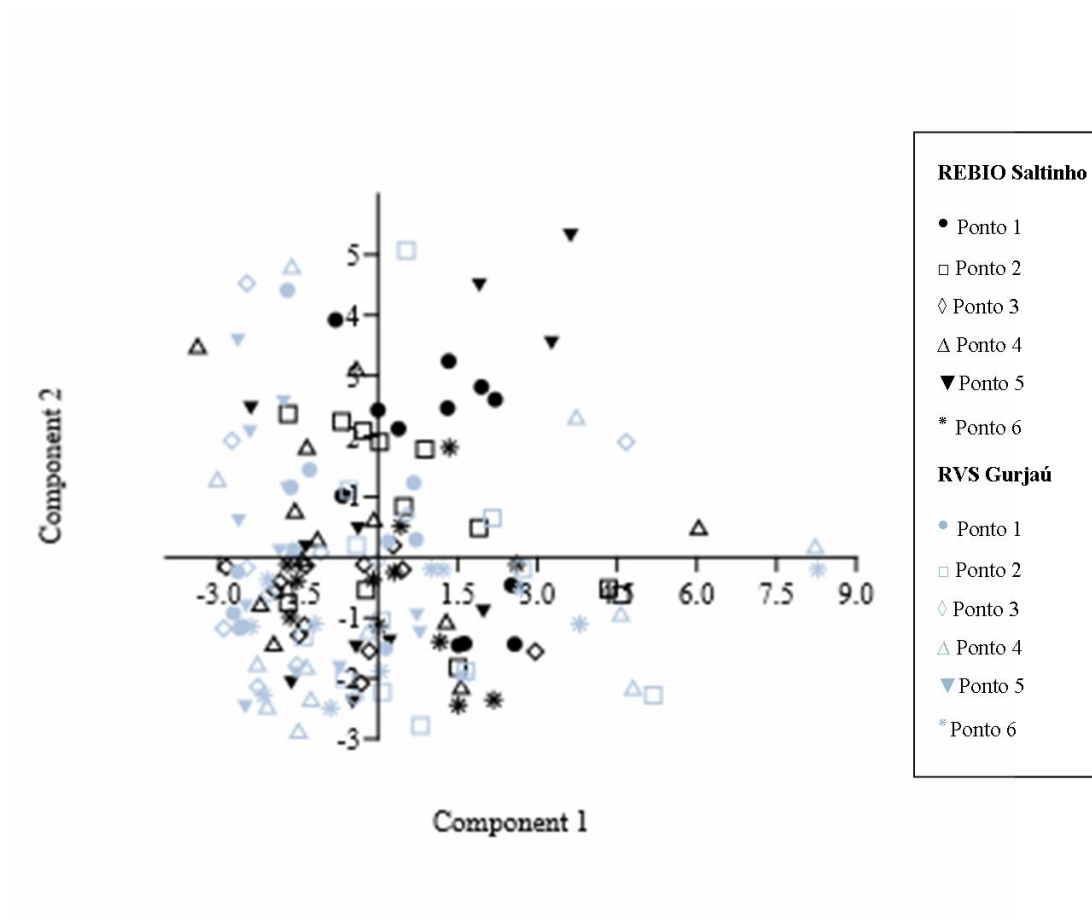
Estes dados são diferentes do resultado relatado por Araújo (2016) que, estudando a diversidade de fungos conidiais em um fragmento de Mata Atlântica e um sistema agroflorestal em Pernambuco, encontrou 62% de similaridade entre as áreas. Costa, Souza-Motta e Malosso (2012), comparando a comunidade de fungos filamentosos do solo dessas mesmas áreas, comprovam que as micobiotas com maior similaridade foram de Mata Atlântica e Sistema Agroflorestal, com 56% de similaridade no período de chuvas.

A partir da análise dos componentes principais (PCA) (Figura 16), foi possível detectar uma baixa variação entre os pontos da REBIO Saltinho e do RVS Gurjaú, em dois anos de coletas. Verifica-se que as componentes PC1 e PC2 descrevem 27,8% da variação total dos dados. A primeira componente principal (PC1) descreve 16,31% da variação total e a segunda (PC2) 11,49%.

O método PCA revelou que as comunidades de fungos provenientes da REBIO Saltinho e do RVS Gurjaú não apresentaram diferenças - os pontos das duas áreas estão distribuídos nos dois eixos de forma semelhantes, o que reforça os dados ecológicos. Enquanto que a análise de agrupamento hierárquico (HCA) pelo método UPGMA mostrou uma baixa similaridade. Sabe-se que os microfungos associados ao folhedo em decomposição são influenciados por condições ambientais, como temperatura e precipitação pluviométrica, apesar dessas medidas não serem limitantes para o desenvolvimento dos fungos, logo, como as coletas eram realizadas por períodos bimestrais e esses fatores variam diariamente, elas podem influenciar a dinâmica vegetal, mostrando uma microbiota diferente em cada coleta.

Polishook, Bills e Lodge (1996) relataram que amostras de folhedo de uma mesma espécie de planta tendem a ter alta similaridade, comparadas às amostras de diversas espécies de plantas vegetais em uma mesma área. Nesse estudo, como trata-se do folhedo misto em decomposição, não foi possível saber quais as espécies de plantas estavam presentes nos locais de coleta, mas estima-se uma alta heterogeneidade vegetal. Portanto, é importante desenvolver estudos em diferentes áreas do mesmo bioma para conhecimento da riqueza e ocorrência dos fungos conidiais existentes.

Figura 16 – Análise dos Componentes Principais dos táxons obtidos da REBIO Saltinho e do RVS Gurjaú na Mata Atlântica em PE-Brasil em dois anos de coletas.

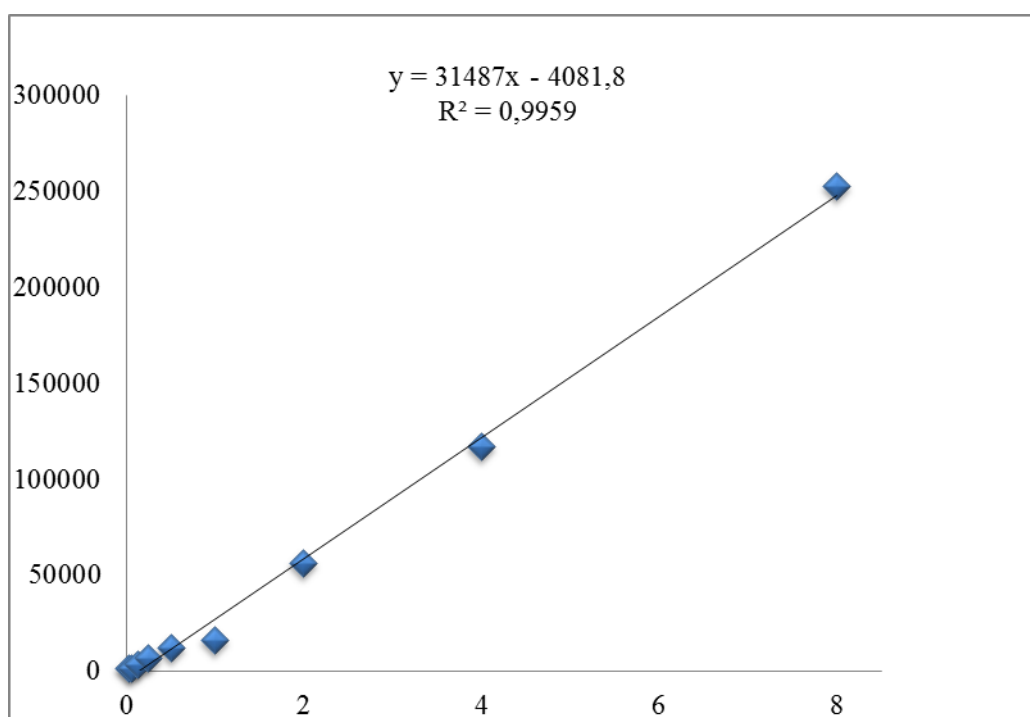


Fonte: Barbosa, M.A., 2018.

4.5 ANÁLISE DA BIOMASSA DE FUNGOS NO FOLHEDO COM BASE NO TEOR DE ERGOSTEROL

Foi utilizada a quantificação do ergosterol para estimar a biomassa de fungos no folhedeo e comparar as duas áreas de conservação, REBIO Saltinho e RVS Gurjaú. Da curva padrão do ergosterol foi deduzida a equação da reta de regressão para o cálculo da quantidade de ergosterol nas amostras. O valor de $R^2 = 0,995$ indica um forte ajuste entre a reta estimada e os pontos amostrais do padrão (Figura 17).

Figura 17 – Curva padrão a ser aplicada no cálculo do teor de ergosterol do folhedeo terrestre.



Fonte: Barbosa, M.A., 2018.

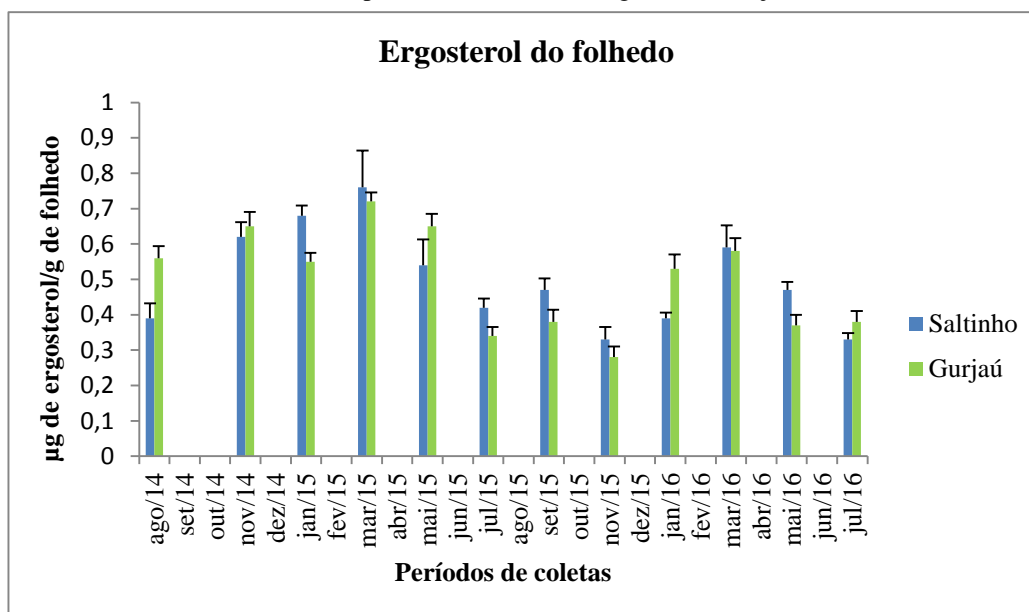
As amostras foram analisadas e quantificadas em HPLC ($\mu\text{g/mL}$), e analisadas segundo os locais de estudo, áreas de coleta e períodos.

As concentrações de ergosterol do folhedeo por períodos de coleta estão representadas na Figura 18. Foi possível observar que as concentrações de ergosterol foram maiores na 4ª coleta (março/2015) tanto no RVS Gurjaú quanto na REBIO Saltinho. A menor concentração de ergosterol foi registrada na 8ª coleta (novembro/2015) em ambas as áreas. Foi observado que até a 5ª coleta os picos se mantiveram constantes em ambas as áreas, mas da 6ª à 8ª coletas houve uma diminuição do conteúdo de ergosterol para as duas áreas, voltando a aumentar na 9ª e 10ª coletas (jan/2016 e mar/2016) e estabilizando nas 11ª e 12ª coletas

(maio/2016 e jul/2016). Os valores máximos obtidos no segundo ano de coletas foram menores que os do primeiro ano (Figura 18).

As concentrações de ergosterol no folheto sofreram pouca variação quando comparadas as duas áreas globalmente. Esse fato leva a acreditar que as áreas estão preservadas a ponto de fatores abióticos e bióticos não interferirem ativamente na biomassa de fungos que se desenvolve nos substratos foliares. Nesses ambientes sempre existe um aporte de matéria orgânica morta nova para ser colonizada e matéria antiga em diferentes estágios de decomposição, garantindo a sucessão de fungos.

Figura 18 - Concentração do ergosterol no folheto terrestre de mata ciliar da REBIO Saltinho e RVS Gurjaú, na Mata Atlântica em PE-Brasil, nos períodos de coletas de agosto/2014 a julho/2016.



Fonte: Barbosa, M.A., 2018.

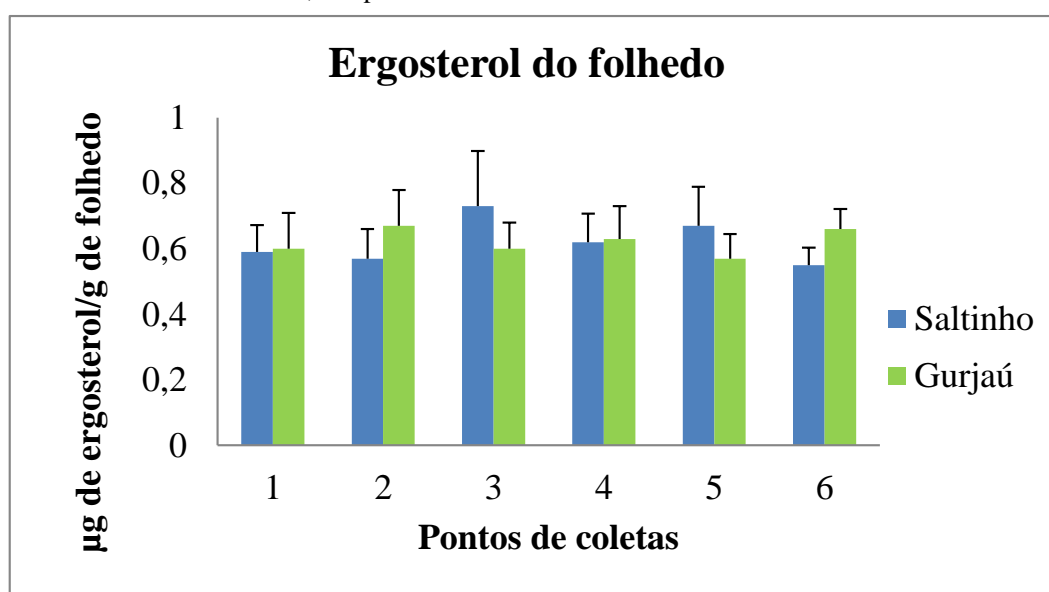
Os valores desse marcador da biomassa de fungos detectados foram submetidos à ANOVA e ao teste de Tukey para comparação das médias entre a REBIO Saltinho e o RVS Gurjaú, entre os períodos de coletas (C1 a C12) e entre os pontos (P1 a P6) de coleta de cada área.

De C1 a C6 correspondem ao primeiro ano de coletas e C7 a C12 ao segundo ano. Foi encontrada diferença significativa no teor de ergosterol entre os locais nas coletas C1, C3 e C9. Os outros períodos de coleta não diferiram significativamente quando comparada a concentração de ergosterol das duas áreas estudadas. Os teores de ergosterol na REBIO Saltinho variaram de 0,33 µg/g a 0,76 µg/g de folheto enquanto no RVS Gurjaú os teores

foram de 0,28 $\mu\text{g/g}$ a 0,72 $\mu\text{g/g}$ e não apresentaram diferenças sigficativas entre os duas áreas de estudo.

As concentrações de ergosterol por pontos de coleta está representada na Figura 19. Os teores de ergosterol contidos no folheto analisados por pontos não mostra diferença significativa entre as duas áreas de coleta. O maior teor de ergosterol observado na REBIO Saltinho foi no ponto três e o menor teor no ponto seis. No RVS Gurjaú, o maior teor de ergosterol foi no ponto dois e o menor teor no ponto cinco.

Figura 19 - Concentração de ergosterol no folheto terrestre de mata ciliar da REBIO Saltinho e RVS Gurjaú, na Mata Atlântica em PE-Brasil, nos pontos de coletas P1 a P6.



Fonte: Barbosa, M.A., 2018.

Observou-se uma uniformidade das concentrações de ergosterol em ambas as áreas, o que pode estar associado ao tipo de vegetação, umidade e temperatura (GESSNER; NEWELL, 2002).

Neste estudo a associação dos teores de ergosterol com os dados de pluviosidade foi observada entre as áreas. Entretanto, não se pode tomar o parâmetro pluviosidade sozinho para inferir sobre o aumento da concentração do ergosterol, pois existem outros fatores que podem alterar a biomassa dos fungos como temperatura e tempo de crescimento (ANDERSON; DAVIDSON; LITTLEJOHN, 1994; BENTZ; SIX, 2006).

Para Gessner e Newell (2002) e Stahl e Parkins (1996) a relação do conteúdo de ergosterol e a biomassa de fungos pode ser influenciada pelo metabolismo da comunidade de fungos e a composição das espécies.

Araújo (2016), no trabalho pioneiro sobre a diversidade entre fungos conidiais em folheto de Mata Atlântica e de Sistema Agroflorestal (SAF), analisou a biomassa do folheto a partir do ergosterol e obteve diferença significativa entre os teores de ergosterol em três períodos de coletas, dos cinco períodos analisados, e o SAF foi a área que apresentou as concentrações mais altas. Além disso, foi observada associação dos teores de ergosterol com os dados de pluviosidade.

Malosso (1999), estudando a diversidade de hifomicetos aquáticos do Sistema Monjolinho/Jacaré-Guaçú e na represa do Guarapiranga, analisou a biomassa de fungos a partir do teor de ergosterol e verificou que nem sempre amostras de folheto colonizadas por hifomicetos aquáticos possuem teores altos do marcador de biomassa.

A grande dificuldade de utilizar esse biomarcador para a análise da biomassa é que os fungos conidiais do folheto terrestre em decomposição podem ter teores diferentes de ergosterol na biomassa em diferentes fases do desenvolvimento e também em diferentes estágios nutricionais dos substratos e, por enquanto, ainda são poucos os trabalhos que usam esse marcador, tornando frágeis as comparações, principalmente entre zonas temperadas e tropicais.

A análise de correlação de Pearson entre o teor de ergosterol no folheto misto em decomposição e a comunidade de fungos detectada resultou em valores altos de correlação (Tabela 8), embora em Gurjaú essa correlação seja negativa. Quando o valor de r for de 0,1-0,3 a correlação é considerada fraca, igual ou maior que 0,7 é forte e de 0,4-0,6 é moderada (DANCEY; REIDY, 2006).

Tabela 8- Correlação de Pearson entre a média de ergosterol no folheto e a média de ocorrência dos fungos conidiais no folheto coletado na REBIO Saltinho e no RVS Gurjaú, PE-Brasil, comparados os pontos de coleta.

Pontos de coletas	RVS -Gurjaú		REBIO Saltinho	
	Ergosterol	Ocorrência de fungos conidiais	Ergosterol	Ocorrência de fungos conidiais
Ponto 1	0,48	210	0,47	241
Ponto 2	0,54	187	0,46	231
Ponto 3	0,48	237	0,59	211
Ponto 4	0,50	227	0,49	246
Ponto 5	0,46	229	0,53	220
Ponto 6	0,51	186	0,45	235
Valor de R	-0,76		0,78	

Se $r = 0$, não existe relação entre as duas variáveis. Valores mais próximos a 1 indicam uma correlação perfeita entre as duas variáveis.

Fonte: Barbosa, M.A., 2018.

A Tabela 9 mostra a correlação entre as variáveis nos períodos de coletas na REBIO Saltinho e no RVS Gurjaú.

Tabela 9- Correlação de Pearson entre a média de ergosterol no folheto e a média de ocorrência dos fungos conidiais no folheto coletado na REBIO Saltinho e no RVS Gurjaú, PE-Brasil, comparadas as datas de coleta.

Períodos de coletas	RVS Gurjaú		REBIO Saltinho	
	Ergosterol	Ocorrência de fungos conidiais	Ergosterol	Ocorrência de fungos conidiais
C1 (ago/14)	0,55	133	0,91	123
C2 (nov/14)	0,56	134	0,93	126
C3 (jan/15)	0,68	134	1,05	142
C4 (mar/15)	0,76	124	0,84	114
C5 (mai/15)	0,46	80	0,53	71
C6 (jul/15)	0,41	68	0,70	94
C7 (set/15)	0,38	141	1,11	150
C8 (nov/15)	0,32	91	0,60	81
C9 (jan/16)	0,25	93	1,26	170
C10 (mar/16)	0,45	58	0,67	90
C11 (mai/16)	0,59	73	0,61	83
C12 (jul/16)	0,44	154	1,06	143
Valor de R	0,28		-0,04	

Se $r = 0$, não existe relação entre as duas variáveis. Valores mais próximos a 1 indicam uma correlação perfeita entre as duas variáveis.

Fonte: Barbosa, M.A., 2018.

Na REBIO Saltinho, quando considerados os períodos de coleta, não existe uma correlação significativa ($r = -0.04$) entre a ocorrência de fungos e o teor de ergosterol, sendo essas variáveis independentes no tempo; no RVS Gurjaú houve uma fraca correlação entre as variáveis, $r = 0,28$.

A correlação mais forte foi entre os pontos de coletas na REBIO Saltinho, $r = 0,78$, em que a correlação entre o teor de ergosterol e a ocorrência de fungos no folheto foi positiva, revelando que esses fatores estão totalmente associados.

O RVS Gurjaú apresentou uma forte relação negativa, entre os períodos de coleta, $r = -0,76$, esse fato pode estar relacionado com os fatores ambientais como pH, disponibilidade de água, heterogeneidade da vegetação e entre outros aspectos, que atuam como modeladores da diversidade e distribuição das comunidades biológicas.

Durante o desenvolvimento dos fungos, uma simples mudança no meio ambiente ou fase no ciclo de vida do fungo pode alterar a síntese e organização do ergosterol nas células,

dificultando o a análise e interpretação dos dados (NEWELL, 1992; BEHALOVA *et al.*, 1994; GESSNER; CHAUVET, 1993).

Entretanto, no trabalho de Araújo (2016) foi mostrada uma forte correlação dos fungos conidiais do folheto misto de Mata Atlântica e do Sistema de Agrifloresta (SAF) com o ergosterol, sendo o $r = 0,68$ para a Mata Atlântica e o $r = 0,80$ para o SAF, além de mostrar que à medida que o teor de ergosterol no folheto aumentou, houve uma maior ocorrência de espécies identificadas.

Neste trabalho foi observado uma forte relação do teor de ergosterol contido no folheto com a ocorrência de táxons encontrados na REBIO Saltinho, e uma relação fraca do teor de ergosterol com a ocorrência de táxons encontrados no RVS Gurjaú. Apesar disso, o ergosterol é considerado um bom estimador para a biomassa dos fungos.

As diferenças nas concentrações do teor de ergosterol contido no folheto nesse estudo foram esperadas, uma vez que o material coletado foi folhas mistas, nas quais foi observada uma vasta diversidade. Além disso, as folhas têm composições químicas diferentes e a colonização das mesmas pelos fungos depende da disponibilidade de nutrientes, de possíveis substâncias inibidoras para o crescimento microbiano e do estado fisiológico dos fungos associados aos substratos (GESSNER; SUBERKROPP, CHAUVET, 1997).

4.6 NOVIDADES DOS FUNGOS CONIDIAIS NA MATA ATLÂNTICA DE PERNAMBUCO

Dentre os táxons registrados nas duas áreas de coletas, REBIO Saltinho e RVS Gurjaú, foram registradas três novas espécies, duas novas ocorrências para a América do Sul e 50 novas ocorrências para o Brasil.

As três novas espécies são:

Codinaea leomaiae M.A. Barbosa, Malosso, R.F. Castaneda, Mycotaxon 131 (2): 424 (2016).

Fig. 20

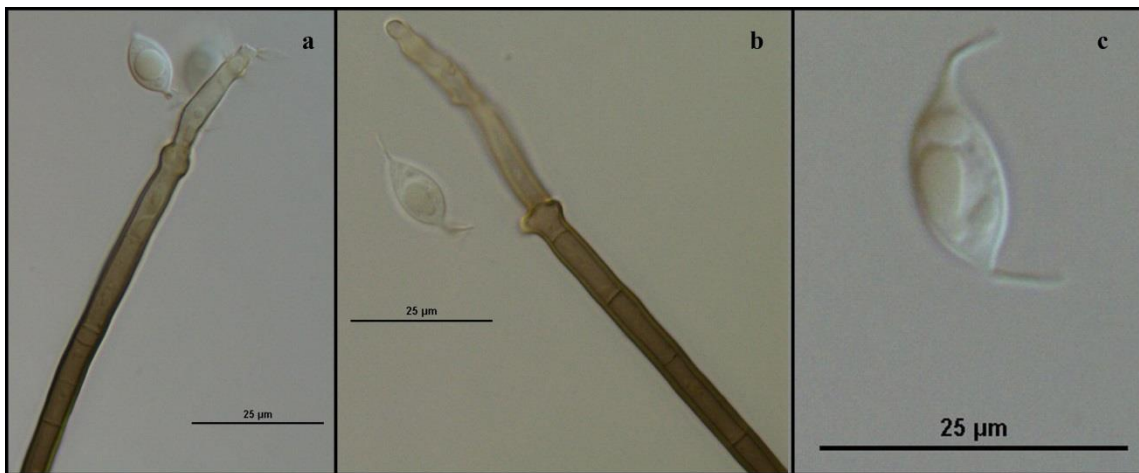
Conidióforos distintos, eretos, cilíndricos, 10–14-septos, castanho-escuros, se tornando castanho-claros em direção ao ápice, $260\text{--}300 \times 7\text{--}9 \mu\text{m}$. Células conidiogênicas polifialídicas, integradas, $40\text{--}50 \times 4\text{--}5 \mu\text{m}$, terminais, indeterminadas com poucas extensões simpodiais, castanho-claras, com 3–6 colaretes infundibuliformes, $3,5\text{--}5 \mu\text{m}$ de profundidade, $2\text{--}5 \mu\text{m}$ de largura. Conídios amplamente fusiformes, gutulados, unicelulares, hialinos, lisos, $10\text{--}18 \times 8,5\text{--}9,5 \mu\text{m}$, com um apêndice filiforme em cada extremidade formando ângulos de

45–90°; apêndice basal 3,5–5,5 μm de comprimento, curvo ou raramente reto; apêndice apical <6 μm de comprimento, curvo.

Material examinado: **BRASIL. Pernambuco:** Tamandaré, Reserva Biológica de Saltinho, 8°43'S 35°11' W, folheto misto em decomposição, 09-XI-2015, coletor M.A. Barbosa (Holótipo URM 89249).

Distribuição geográfica: Brasil, Pernambuco (M.A. Barbosa; Malosso; R.F. Castañeda, 2016).

Figura 20 - *Codinaea leomaiae* (ex holotipo URM 88249). a-b. célula conidiogênica, conidióforo e conídio. c. conídio. Barra de escala = 25 μm .



Fonte: Malosso, E, 2015.

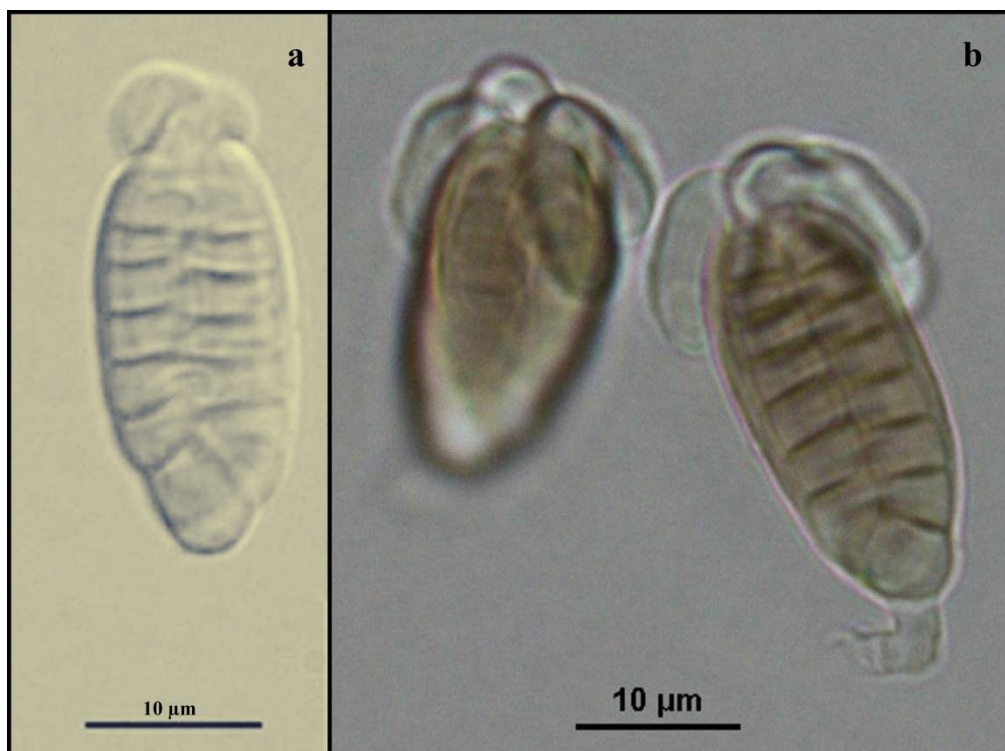
Dictyosporium splendidum Alves-Barbosa, Malosso, R.F. Castañeda, Nova Hedwigia 105 (1-2): 66 (2017). Fig. 21

Conidióforos inconspícuos. Células conidiogênicas monoblásticas, cilíndricas, discretas, determinadas, castanho-claros 8–10 \times 3–3,5 μm . Conídios solitários, cilíndricos, castanho-dourados, 22–29 \times 11–14 μm , composto de duas a três colunas de células firmemente arranjadas em um ou em três planos, 21–28 \times 4–7 μm , castanho-douradas à castanho-claras, cada coluna com 8–9 células, com formato cilíndrico ou globoso irregular, mucilaginoso, 7–13 \times 4–7 μm ou 4–12 μm de diâmetro, apêndice hialino no ápice de cada coluna de células.

Material examinado: **BRASIL. Pernambuco:** Tamandaré, Reserva Biológica de Saltinho, 8°43'S 35°10' W, folheto misto em decomposição, 15-III-2016, coletor M.A. Barbosa (Holótipo URM 89941).

Distribuição geográfica: Brasil, Pernambuco (M.A. Barbosa, Malosso; R.F. Castañeda, 2016).

Figura 21 – Conídios de *Dictyosporium splendidum* (Holótipo, URM 89941). Barra de escala: a-c = 10 μ m.



Fonte: Malosso, 2016.

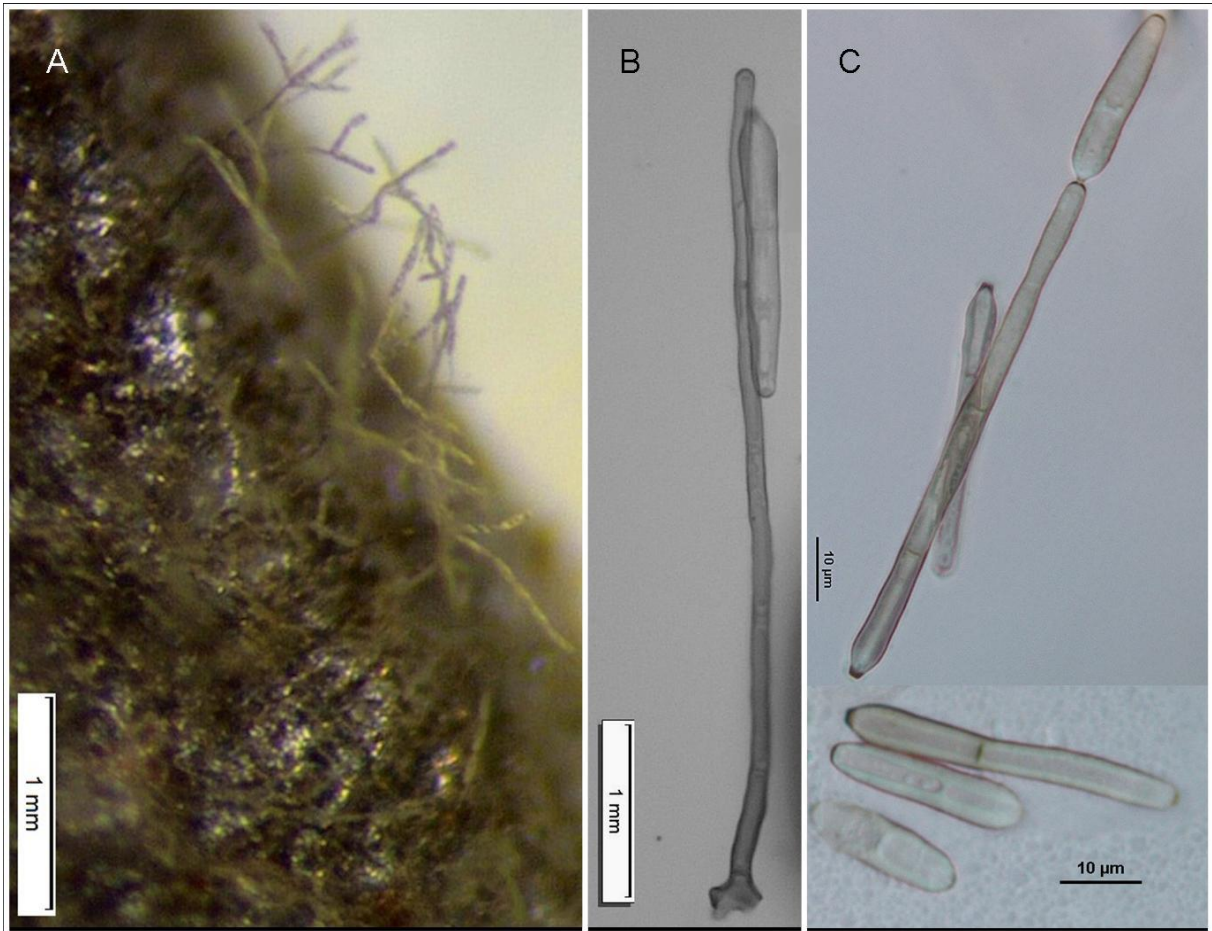
Helminthosporium varium Alves-Barbosa, Malosso, R.F. Castañeda, Nova Hedwigia 105 (1-2): 67 (2017). Fig. 22

Conidióforos diferenciados, mononematosos, cilíndricos, ligeiramente inflados no ápice, não ramificados, eretos, retos ou flexuosos, castanhos 5–7-septos, 150–200 \times 10–14 μ m. Células conidiogênicas politréticas, ligeiramente clavadas ou infladas, integradas, castanhas, 30–40 \times 3 μ m. Conídios blastocatenados, acropleurógenos, cilíndrico-obclavados, subcilíndricos, oblongos ou naviculares, (0-) 1–4 distoseptos, parede grossa, verrucosa, castanho-acinzentados ou castanhos, amarelo-claros luminescentes, 29–58 \times 4–7 μ m, secos.

Material examinado: **BRASIL. Pernambuco:** Cabo de Santo Agostinho, Refúgio de Vida Silvestre-Matas do Sistema Gurjaú, 8°13'S 35°03' W, folhedo misto em decomposição, 17-V-2015, coletor M.A. Barbosa (URM 89940).

Distribuição geográfica: Brasil, Pernambuco (M.A. Barbosa; Malosso; R.F. Castañeda, 2016).

Figura 22 - *Helminthosporium varium* (URM 89940). a. Estrutura do fungo na folha. b-c. Conídios e conidióforo. Barra de escala: a e b = 1 mm, c = 10 µm.



Fonte: Malosso, 2015 e Barbosa, M.A., 2018.

Os novos registros para a América do Sul são:

Pterygosporopsis fragilis P.M.Kirk, Mycotaxon, 18(2): 286 (1983). Fig. 23

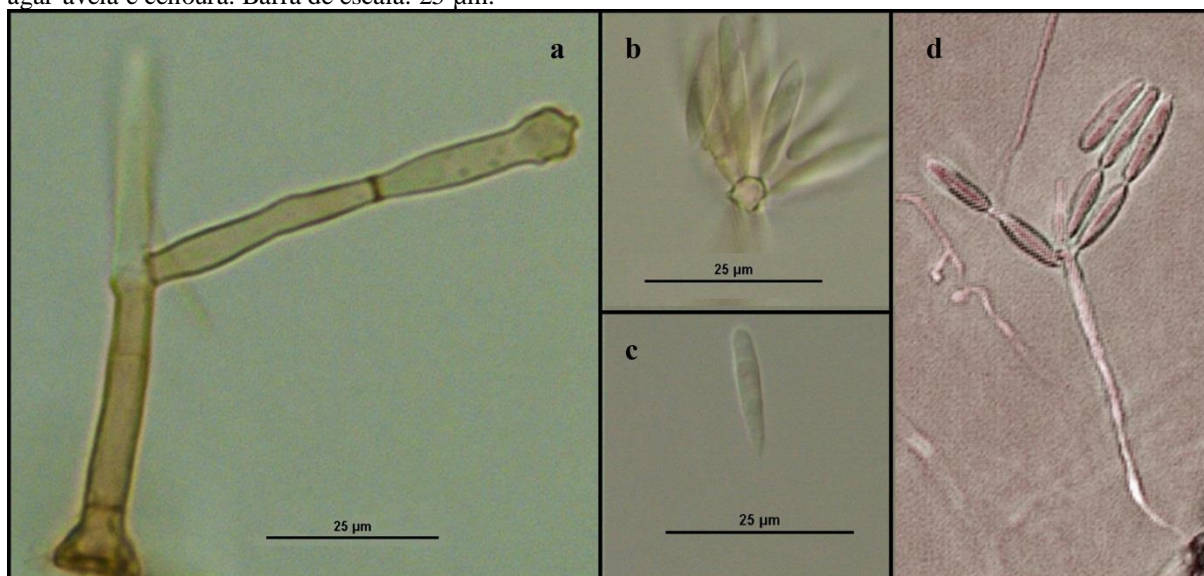
Conidióforos macronematosos, monematosos, geralmente fasciculados, eretos, simples ou raramente ramificados, retos, castanho-claros, septados, $34,5\text{--}55,5 \times 4,5\text{--}6,5 \mu\text{m}$. Células conidiogênicas integradas, terminais, poliblasticas, proliferando holoblasticamente, simpodiais, denticuladas, dentículos cilíndricos, truncados, $17\text{--}23 \times 3,5\text{--}5,5 \mu\text{m}$. Conídios acrógenos, catenulados, secos, fusiformes a elipsóides ou ovóides, sem septos, lisos, hialinos, secedendo esquizoliticamente, $12,5\text{--}20 \times 3,5\text{--}4,5 \mu\text{m}$.

Material examinado: **BRASIL. Pernambuco:** Tamandaré, Reserva Biológica de Saltinho, $8^{\circ}43'S$ $35^{\circ}11'W$, folheto misto em decomposição, 09-XI-2015, coletor M.A. Barbosa (URM 89964).

Distribuição geográfica: Inglaterra (Kirk, 1983; Dennis, 1986).

O espécime examinado apresentou conidióforos menores ($34,5\text{--}55,5 \times 4,5\text{--}6,5 \mu\text{m}$) que os da espécie-tipo ($20\text{--}70 \times 3,5\text{--}5 \mu\text{m}$) descrita por Kirk (1983). Enquanto os conídios foram maiores ($12,5\text{--}20 \times 3,5\text{--}4,5 \mu\text{m}$) em comparação à espécie-tipo ($10\text{--}12\text{--}16\text{--}19 \times 2\text{--}3 \mu\text{m}$). Medições das células conidiogênicas não foram mencionadas na descrição de Kirk (1983). Existem apenas dois registros dessa espécie no Reino Unido. Este é o primeiro registro para a América do Sul.

Figura 23 – *Pterygosporopsis fragilis* (URM 89964). a. conidióforo e célula conidiogênica com denticulo. b. conídios agrupados. c. conídeo. d. aspecto geral (conidióforo, célula conidiogênica e conídeo) em meio de cultura ágar-aveia e cenoura. Barra de escala: 25 μm .



Fonte: Malosso, 2015.

Soloacrospora flagellisetosa W.B. Kendr., R.F. Castañeda, Univ. Waterloo Biol. Ser. 35: 102 (1991). Fig.24

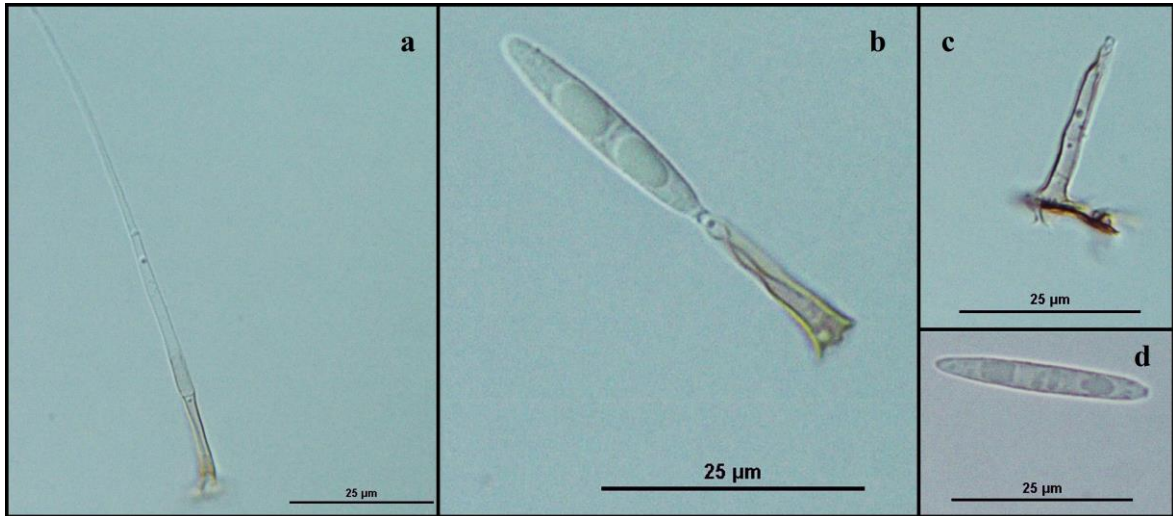
Setas não ramificadas, castanhas, próximas ao conidióforo. Conidióforos não ramificados, castanhos ou semelhantes à célula conidiogênica. Células conidiogênicas simpodiais, denticuladas, (sub) hialinas ou castanhas, terminais ou intercalares. Conídios amero ou dídimos, solitários, secos, hialinos, esquizolíticos, $28\text{--}33 \times 4\text{--}5 \mu\text{m}$.

Material examinado: **BRASIL. Pernambuco:** Tamandaré, Reserva Biológica de Salinho, $8^{\circ}43'S$ $35^{\circ}11'W$, folheto misto em decomposição, 09-XI-2015, coletor M.A. Barbosa (URM 89965).

Distribuição geográfica: Cuba (Castañeda; Kendrick, 1991).

Há registro desta espécie apenas em Cuba, sendo este o primeiro para a América do Sul.

Figura 24 – *Soloacrospora flagellisetosa* (URM 89965). a. seta. b. aspecto geral (célula conidiogênica e conídio). c. conidióforo. d. conídio. Barra de escala: 25 µm.



Fonte: Malosso, 2015.

5 CONCLUSÃO

A REBIO Saltinho e o RVS Gurjaú, PE-Brasil apresentam uma rica diversidade de fungos em folheto, mostrando a importância da preservação das matas ciliares.

Os gêneros *Beltrania*, *Beltraniella* e *Cryptophiale* foram os mais abundantes nos dois fragmentos estudados da Mata Atlântica de Pernambuco.

A análise de similaridade e variância mostraram que a estrutura da comunidade de fungos conidiais não variam entre as áreas estudadas; os fatores ambientais e as características vegetais semelhantes podem ter contribuído.

Três novas espécies (*Codinaea leomaiae*, *Dictyosporium splendidum* e *Helminthosporium varium*), foram descritas neste trabalho, além de dois novos registros para a América do Sul.

O teor de ergosterol da biomassa de fungos no folheto comparados entre os pontos, na REBIO Saltinho, apresentou uma forte correlação positiva com a ocorrência dos fungos conidiais, assim como no RVS Gurjaú também comparados entre os pontos, apresentou uma correlação forte negativa; apesar do teor de ergosterol da biomassa ter mostrado uma fraca correlação entre as datas de coletas para ambas as áreas, o ergosterol é um bom estimador da biomassa dos fungos, e de uma maneira geral, a biomassa dos fungos é alta nas áreas estudadas.

Este trabalho, conduzido com coletas abrangendo dois anos e que permitiu inferências sobre a ecologia das comunidades de microfungos em fragmentos de Mata Atlântica de Pernambuco, representa uma contribuição importante para o conhecimento dos fungos conidiais em áreas com formações florestais de mata ciliar de florestas tropicais úmidas sob proteção ambiental.

REFERÊNCIAS

- APAC - **Agência Pernambucana de águas e clima**. 2015. Disponível em: <<http://www.apac.pe.gov.br/meteorologia/chuvas-rmr.php>>. Acesso em: 16 jan 2015.
- AISLABIE, J.; DESLIPPE, J.R. Soil microbes and their contribution to soil services. In: Dymond JR ed. **Ecosystem services in New Zealand – conditions and trends**. Manaaki Whenua Press, Lincoln, New Zealand. 2013
- ALEXOPOULOS, C.J.; MIMS, C.W.; BLACKWELL, M. **Introductory Mycology**. 4 ed. New York: John Wiley, Sons. 869 p., 1996.
- ANDERSON, P., DAVIDSON, C. M., LITTLEJOHN, D. Extraction of ergosterol from peaty soils and determination by high performance liquid chromatography. **Talanta**, v. 41, n. 5, p. 711-720, 1994.
- ANDRADE, J.; SANQUETTA, C. R., UGAYA, C. Identificação de Áreas Prioritárias para Recuperação da Mata Ciliar na UHE Salto Caxias. **Espaço Energia**, n. 3, 2005.
Andrés-Yeves
- ARAUJO, M. M.; LONGHI, S. J.; BARROS, P. L. C.; BRNA, D. A. Caracterização Da chuva de sementes, banco de sementes do solo e banco de plântulas em Floresta Estacional Decidual Ripária Cachoeira do Sul, RS, Brasil. **Scientia Florestalis**, n.66, p.128-141, 2004.
- ARAÚJO, M.A.G. **Diversidade de fungos conidiais em folheto em decomposição sobre o solo de sistema agroflorestal em Mata Atlântica de Pernambuco**. Dissertação (Mestrado em Biologia de Fungos) – Universidade Federal de Pernambuco, Recife, 75 f., 2015.
- ARAÚJO, M.A.G.; BARBOSA, M. A.; OLIVEIRA, M.S.; MALOSSO, E.; CASTAÑEDA-RUIZ, R.F. A new species of *Selenodriella* from Brazil. **Mycotaxon**, v. 130, p. 621-624, 2015.
- ATTANASIO, C.M. et al. A importância das áreas ripárias para a sustentabilidade hidrológica do uso da terra em microbacias hidrográficas. **Bragantia**, v. 71, n. 4, p.493-501, 2012.
- BARAJAS-ACEVES, M.; HASSAN, M.; TINOCO, R.; VAZQUEZ-DUHALTH, R. Effect of pollutants on the ergosterol content as indicator of fungal biomass. **Journal Microbiological Methods**, v.50, p. 227-236, 2002.
- BARBOSA, F.R.; GUSMÃO, L.F.P. Conidial fungi from semi-arid Caatinga Biome of Brazil. Rare freshwater hyphomycetes and other new records. **Mycosphere**, v.2, n.4, p.475-485, 2011.
- BARBOSA, F.R. Fungos conidiais associados a folhas em decomposição de *Clusia melchiori* Gleason e *C. nemorosa* G. Mey em fragmento de mata atlântica, Bahia, Brasil. Dissertação – Universidade Federal de Pernambuco, Centro de Ciências Biológicas, Recife, 122 f, 2007.

BARBOSA, F.R. **Fungos conidiais associados a substratos vegetais submersos em fragmentos florestais do bioma Amazônia, Pará, Brasil**. Tese - Universidade Federal de Pernambuco. Centro de Ciências Biológicas, Recife, 2011.

BARBOSA, F.R.; MAIA, L.C.; GUSMÃO, L.F.P. Fungos conidiais associados ao folheto de *Clusia melchiorii* Gleason e *C. nemorosa* G. Mey. (Clusiaceae) em fragmento de Mata Atlântica, BA, Brasil. **Acta botânica brasileira**, v.23, n.1, p.79-84, 2009.

BARLOCHER, F. (ed.). **The Ecology of Aquatic Hyphomycetes**. Springer-Verlag, Berlin. 1992.

BARRETO, P. A. B. et al. Atividade microbiana, carbono e nitrogênio da biomassa microbiana em plantações de eucalipto, em sequência de idades. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v.32, n. 2, p. 611-619, 2008.

BARROS, J. D. de S. et al. Effects of Different Soil Management Systems in the Chemical Properties in the Coastal Plains of State Paraíba. **Journal of Energy Environment**, p. 339-347, 2011.

BATISTA, A.C. et al. Moniliales– descrição e revisão de algumas espécies. **Atas do Instituto de Micologia. Universidade de Pernambuco, Recife**, v.1, p.247-274, 1960.

BEGEROW, B. et al. Current state and perspectives of fungal DNA barcoding and rapid identification procedures. **Applied Microbiology Biotechnology**, v.108, p.87:99, 2010.

BEHALOVÁ, B.; BLÁHOVÁ, M.; BÉHAL, V. Regulation of sterol biosynthesis in *Saccharomyces cerevisiae*. **Folia Microbiology**, n. 39, p. 287-290, 1994.

BERMINGHAM, S.; MALTBY, L.; COOKE, R.C.A. Critical assessment of the validity of ergosterol as an indicator of fungal biomass. **Mycological Research**, v.99, p.479-484, 1995.

BILLS, G.F. et al. *Hormonema carpetanum* sp. nov., a new lineage of doth ideaceous black yeasts from Spain. **Studies in Mycology**, 50: 149-157, 2004.

BRASIL. **Lei Federal nº 11.428, de 22 de dezembro de 2006**. Dispõe sobre a utilização e proteção da vegetação nativa do Bioma Mata Atlântica, e dá outras providências. Brasília, DF. Disponível em: <http://www.planalto.gov.br/ccivil_03/_Ato2004-2006/2006/Lei/L11428.htm>. Acesso em: 08 agosto de 2016.

BRASIL. **Lei nº 12.651, de 25 de maio de 2012**. Disponível em: http://www.planalto.gov.br/ccivil_03/_ato2011-2014/2012/lei/112651.htm. Acesso em: 17 julho 2016.

BRASIL. **Ministério do Meio Ambiente**. 2015. Disponível em:<<http://www.mma.gov.br/sitio/index.php?ido=conteudo.monta;idEstrutura=27;idMenu=816;idConteudo=1473>>. Acesso em: 16 jun. 2016.

BRAUN, U.; FREIRE, F. Some cercosporoid hyphomycetes from Brazil - III. **Cryptogamie Mycologie**, v.25, p. 221-244, 2004.

- BRODIE, E.; EDWARDS, S.; CLIPSON, N. Soil fungal community structure in a temperate upland grassland soil. **FEMS Microbiology Ecology, Amsterdam**, v. 45, n. 2, p. 105-114, 2003.
- BRUN, E.J.; SCHUMACHER, M.V.; SPATHELF, P. Relação entre a produção de serrapilheira e variáveis meteorológicas em três fases sucessionais de uma floresta estacional decidual no Rio Grande do Sul. **Revista Brasileira de Agrometeorologia**, v.9, n.2, p.277-285, 2001.
- BURKHARD, B.; PETROSILLO, I.; COSTANZA, R. Ecosystem services – bridging ecology, economy and social sciences. **Ecological Complexity**, v.7, p.257-259, 2010.
- BUTCHART, S.; WALPOLE, M.; COLLEN, B.; VAN STRIEN, A. et al. Global Biodiversity: indicators of recent declines. **Science**, v.328, n. 5982, p. 1164-1168, 2010.
- CÂMARA, I. G. **State of the Hotspots - Mata Atlântica: Biodiversidade, Ameaças e Perspectivas - Breve história da Conservação da Mata Atlântica**. Parte II, Cap. VI. P.31. Belo Horizonte, 2005.
- CAMPANILI, M.; PROCHNOW, M.. **Mata Atlântica – uma rede pela floresta**. Brasília: RMA, 332p.: il.. ISBN: 85-99824-01-5, 2006
- CAPDEET, M.; ROMERO, A.I. Fungi from palms in Argentina. 1. **Mycotaxon**, v.112, p.339-355, 2010.
- CASTAÑEDA-RUIZ, R.F. Metodología en el estudio de los hongos anamorfos. **Anais do V Congresso Latino Americano de Micología**. Brasilia, p.182–183, 2005.
- CASTANEDA-RUIZ, R. F.; GENE, J.; GUARRO, J. A New Species of *Rhexoampullifera* from Leaf Litter from Brazil. **Mycologia**, v. 93, p. 168-170, 2001.
- CASTAÑEDA-RUIZ, R.F. et al. A new species of *Minimelanolocus* and some hyphomycete records from rain forests in Brazil. **Mycotaxon**, v. 85, p. 231-239, 2003.
- CASTAÑEDA-RUIZ, R.F.; LEÃO-FERREIRA, S. M.; GUSMÃO, L. F. P. *Distophragmia*, a new genus of microfungi to accommodate *Endophragmiella rigidiuscula*. **Mycotaxon**, v. 130, p. 499-503, 2015.
- CASTAÑEDA-RUIZ, R.F. et al. Two setose anamorphic fungi: *Ampullicephala* gen. nov. and *Venustosynnema grandia* sp. Nov. **Mycotaxon**, v.109, p.275-288, 2009.
- CASTAÑEDA-RUIZ, R.F. et al. A new espécie of *Minimelanolocus* and some Hyphomycetes records from rain Forest in Brazil. **Mycotaxon**, v.85, p.231-239, 2003.
- CASTANEDA-RUIZ, R.F. et al. Microfungi from Venezuela, A new species of *Brachydesmiella*, a new combination, and new records. **Mycotaxon**, v.85, p.211-229, 2003.
- CASTANEDA-RUIZ, R.F., KENDRICK, B. Conidial fungi from Cuba: I. **University Waterloo Biology**, Ser. 32, p.1-53, 1990.

CASTANEDA-RUIZ, R.F. et al. Two new anamorphic fungi and some microfungi recorded from El Avila, Venezuela. **Mycotaxon**, v.107, p.225-237, 2009.

CASTRO, N. E. A. et al. Plantas de cobertura no controle da erosão hídrica sob chuvas naturais. **Bioscience Journal**, v. 27, n. 5, p. 775-785, 2011.

CASTRO, O. M. et al. Avaliação da atividade de microrganismos do solo em diferentes sistemas de manejo de soja. **Scientia Agricola**, v.50, n.2, p. 212-219, 1993.

CERRI, C.C. et al. A ciência do solo e o sequestro de carbono. **Boletim Informativo da Sociedade Brasileira de Ciência do Solo**, v.29, n.3, p. 29-34, 2004.

CHABARIBERY, D. et al. Recuperação de matas ciliares: sistemas de formação de floresta nativa em propriedades familiares. **Informações Econômicas**, São Paulo, v. 38, n. 6, p. 7-20, 2008.

CHARCOSSET, J. Y.; CHAUVET, E. Effect of culture conditions on ergosterol as an indicator of biomass in the aquatic hyphomycetes. **Applied and Environmental Microbiology**, v. 67, p. 2051-2055, 2001.

CHAZDON, R.L. Change and determinism in tropical forest succession. In: Carson, W.P., Schnitzer, S.A. (Eds.). **Tropical Forest Community Ecology**. Londres: Wiley-Blackwell, p.384-408, 2008.

COIMBRA-FILHO, A.F.; CÂMARA, I.G. Os limites originais do bioma Mata Atlântica na região Nordeste do Brasil. **Fundação Brasileira para a Conservação da Natureza (FBCN)**, Rio de Janeiro, 1996.

COLWELL, R. K.; J. A. CODDINGTON. Estimating terrestrial biodiversity through extrapolation. **Philosophical Transactions of the Royal Society of London B**, v.345, p.101-118, 1994.

COLWELL, R.K. "EstimateS: Statistical estimation of species richness and shared species from samples". 2013. Disponível em: <<http://purl.oclc.org/estimates>>. Acesso em: 29 junho 2018.

CONSERVAÇÃO INTERNACIONAL BRASIL. 2016. Disponível em: <https://www.conservation.org/global/brasil/Documents/Relatorio_FY16_web-spread_dez2017.pdf>. Acesso em: 18 julho 2016.

CONTI, J.B. ; FURLAN, S.A. **Geocologia: o clima, os solos e a biota**. p. 67-237. In: J.L.S. Ross (org.). Geografia do Brasil. São Paulo, EDUSP, 2003.

COSTA, C.C.A. et al. Análise comparativa da produção de serrapilheira em fragmentos arbóreos e arbustivos em área de caatinga na Flona de Açu - RN. **Revista Árvore**, n.34, v.2, p.259-265, 2010.

COSTA, L.A.; GUSMÃO, L.F.P. Communities of saprobic fungi on leaf litter of *Vismia guianensis* in remnants of the Brazilian Atlantic Forest. **Journal of forestry research**, v.28 n.1 p. 163-172, 2017.

COSTA, P. M.O. et al. *Phaeodactylium cymbisporum* sp. nov. from the Brazilian Atlantic Forest. **Mycotaxon**, v. 131, p. 435-438, 2016a.

COSTA, P. M.O. et al. *Stachybotryna longispiralis* sp. nov. from the Brazilian Atlantic Forest. **Mycotaxon**, v. 131, p. 429-433, 2016b.

COSTA, P.M.O. et al. *Anaverticicladus uncinatus* gen. & sp. nov. from decaying leaves from Brazil. **Mycotaxon**, v. 131, p. 687-691, 2016c.

COSTA, P. M. O. et al. *Acumisporea delicata* sp. nov. from the Brazilian Atlantic Forest. **Mycotaxon**, v. 132, p. 971-975, 2018a.

COSTA, P. M. O. et al. *Minimelanolocus atlanticus* sp. nov. and *M. navicularis* from the Brazilian Atlantic Forest. **Mycotaxon**, v. 132, p. 925-931, 2018b.

COSTA, P.M. O; SOUZA-MOTTA, C.M. ; MALOSSO, E. Diversity of filamentous fungi in different systems of land use. **Agroforestry Systems**, v. 85, p. 195-203, 2012.

Da SILVA, P.; GRANDI, R.A.P. Hyphomycetes on leaf litter of *Caesalpinia echinata* Lam. with two new records from Brazil. **Hoehnea**, v.35, p. 477-488, 2008.

DAJOZ, R. **Ecologia geral**. Vozes, Petrópolis, 472p, 1983.

DANCEY, C. P.; REIDY, J. **Análise de correlação: o r de Pearson**. In: Dancey C.P.; Reidy, J. Estatística sem matemática para psicologia. Porto Alegre: Artemed, p. 178-216, 2006.

DELGADO-RODRIGUEZ, G.; MENA-PORTALES, J. Hifomicetos (hongos anamorficos) de la reserva ecologica "alturas de bano" (Cuba). **Boletín de la Sociedad Micológica de Madrid**, v.28, p.115-124, 2004.

DELGADO-RODRIGUEZ, G. et al.. Hyphomycetes (hongosmitosporicos) del area protegida mil cumbres, Cuba Occidental. **Cryptogamie Mycologie**, v.23, p. 277-293, 2002.

DENNIS, R.W.G. Fungi of the Hebrides. **Royal Botanic Gardens**, Kew, 383 pages, 1986.
deterrentdeterrent

DIX, N.J. ; WEBSTER, J. **Fungal Ecology**. Chapman; Hall, London, 1995.

DJAJAKIRANA, G., JOERGENSEN, R.G., MEYER, B. Ergosterol and microbial biomass relationship in soil. **Biology and Fertility of Soils**, v.22, p.299-304, 1996.

Dos SANTOS, M. V. O. et al. Fungos conidiais associados ao folheto de espécies vegetais no Brasil. **Agrotrópica**, v.27, n.2, p.173 -190, 2015.

EFRON, B. Bootstrap methods: Another look at jackknife. **Annals of Statistics**, n.7, p.1-26, 1979.

ELLIS, E.C. et al. Anthropogenic transformation of the biomes, 1700 to 2000. **Global Ecology and Biogeography**, v.19, p.589-606, 2010.

ELLIS, M.B. Dematiaceous Hyphomycetes. *Common wealth Mycological Institute*, London, 1971.

ELLIS, M.B. More Dematiaceous Hyphomycetes. **Common wealth Mycological Institute**, London, 1976.

ESPOSITO, E; AZEVEDO, J. L. **Fungos: uma introdução à biologia, bioquímica e biotecnologia**. 2ª ed. Caxias do Sul: Educs, 2010.

FARR, D.F.; ROSSMAN, A.Y. *Fungal Databases, Systematic Mycology and Microbiology Laboratory*, ARS, USDA. 2018. Disponível em: <<http://nt.ars-grin.gov/fungaldatabases/>>. Acesso em: 01 jan.

FELL, J.W.; HUNTER, I.L. Fungi associated with the decomposition of the black rush, *Juncus roemerianus*, in south Florida. **Mycologia**, v.71, p.322-342, 1979.

FERNANDES, M.M. et al. Aporte e decomposição da serrapilheira em área de floresta secundária, plantio de sabiá (*Mimosa caesalpiniea* folia Benth). E andiroba (*Carapa guianensis* Aubl.) na Flona Mario Xavier, RJ. **Ciência Florestal**, v.16, n.2, p.163-175, 2006..

FIDEM. 1993. Fundação de Desenvolvimento da Região Metropolitana do Recife. **Monitoramento das Reservas Ecológicas da RMR. Governo do Estado de Pernambuco**, Recife.

FIGUEIREDO-FILHO, et al. Avaliação estacional da deposição da serrapilheira em uma Floresta Ombrófila Mista localizada no sul do Estado do Paraná. **Ciência Florestal**, v.13, n.1, p.11-18, 2003.

FISHER, P. J. Survival of aero-aquatic hyphomycetes on land. **Transactions of the British Mycological Society**, v.71, p.419-423, 1978.

FREIRE, F. C. O. An updated list of plant fungi from Ceará State (Brazil) – I Hyphomycetes. **Revista Ciência Agrônômica**, v.36, n.3, p.364-370, 2005.

FUNDAÇÃO SOS MATA ATLÂNTICA. 2016. – Disponível em: <<http://www.sosma.org.br/nossa-causa/a-mata-atlantica/>>. Acesso em: 5 maio 2016.

GARDNER, T. A. et al. Prospects for tropical forest biodiversity in a human-modified world. **Ecology Letters**, v.12, n.6, p.561-582. 2009.

GESSNER, M. O., BÄRLOCHER, F.; CHAUVET, E. Qualitative and quantitative analyses of aquatic hyphomycetes in streams. **Fungal Diversity Research Series**, v.10, p.127–157, 2003.

GESSNER, M. O.; CHAUVET, E. Ergosterol-to-biomass conversion factors for aquatic hyphomycetes. **Applied and Environmental Microbiology**, v. 59, p. 502-507, 1993.

GESSNER, M. O., K.; SUBERKROPP; E. CHAUVET. Decomposition of plant litter by fungi in marine and freshwater ecosystems. p.303–332. In: D. T. Wicklow; B. Soöderström, editors. *The Mycota, Vol. IV: Environmental and microbial relationships*. Springer-Verlag, Berlin, Germany, 1997.

GESSNER, M.O. ; NEWELL, S.Y. Biomass, growth rate, and production of filamentous fungi in plant litter. In: Hurst CJ, Crawford RL, Knudsen G, McInerney M, Stetzenbach L, eds. **Manual of environmental microbiology**. 2nd ed. Washington, DC, USA.: ASM Press. p 390–408, 2002.

GESSNER, M.O.; SCHWORBEL, J. Fungal biomass associated with decaying leaf litter in a stream. **O ecologia**, v.87, p.602-603, 1991.

GHANNOUM, M. A.; RICE, L. B. Antifungal Agents: Mode of Action, Mechanisms of Resistance, and Correlation of These Mechanisms with Bacterial Resistance. **Clinical Microbiology Reviews**, v.12, n.4, 1999.

GHATE, S.D.; SRIDHAR, K.R. Rain-borne fungi in stem flow and through fall of six tropical palm species. **Czech Mycology**, v.67, n.1, p.45-58, 2015.

GLENN, A.E. et al. Molecular phylogeny of *Acremonium* and its taxonomic implications. **Mycologia**, v.88, p.369-383, 1996.

GONG, P.; GUAN, X.; WITTER, E. A rapid method to extract ergosterol from soil by physical disruption. **Applied Soil Ecology**, v.17, p.285–289, 2001.
González-Coloma

GRANDI, R. A. P.. Anamorfos da Serapilheira nos Vales dos Rios Moji e Pilões, município de Cubatão, São Paulo, Brasil. **Hoehnea**, v.31, n.3, p.225-238, 2004.

GRANDI, R.A.P.; ATTILI, D.S. Hyphomycetes on *Alchornea triplinervia* (Spreng.) Milell. Arg. leaf litter from the Ecological Reserve Jureia-Itatins, state of Sao Paulo, Brazil. **Mycotaxon**, v.60, p.373-386, 1996.

GRANDI, R.A.P.; GUSMÃO, L.F.P. O gênero *Subulispora* Tubaki (Fungos mitospóricos-Hyphomycetes) sobre folhas em decomposição no Estado de São Paulo, Brasil. **Hoehnea**, v.29, n.1, p.31-36, 2002a.

GRANDI, R.A.P. Hifomicetes decompositores do folheto de *Euterpe edulis* Mart. **Hoehnea**, v.26, p.87-101, 1999.

GRANDI, R.A.P.; SILVA, P. da. Caracterização morfológica de fungos conidiais decompositores de folheto provenientes de Cubatão, SP, Brasil. **Hoehnea**, v.37, n.4, p.769-775, 2010.

GUSMAO, L.F.P.; GRANDI, R.A.P. Especies do grupo *Beltrania* (Hyphomycetes) associadas a folhas de *Cedrela fissilis* Veil. (Meliaceae), em Maringá, PR, Brasil. **Hoehnea**, v.23, p.91-102, 1996.

GUSMÃO, L.F.P., GRANDI, R.A.P. ; MILANEZ, A. I. Hyphomycetes from leaf litter of *Miconia cabussu* in the Brazilian Atlantic rain forest. **Mycotaxon**, v.79, p.201-213, 2001.

GUSMÃO, L.F.P.; BARBOSA, F.R.; BARBOSA, F.F. Fungos Conidiais. p: 27-47. In: L.F.P. Gusmão; L.C. Maia (Org.). **Diversidade e caracterização dos fungos no semi-árido**. Recife, Associação Plantas do Nordeste, 2006.

HAMMER, Ø.; HARPER, D.A.T.; RYAN, P.D.. PAST: Paleontological statistics software package for education and data analysis. **Palaeontologia Electronica**, v.4, n.1, 9p, 2013.

HARVEY, C.A. et al. Climate-smart landscapes: opportunities and challenges for integrating adaptation and mitigation in tropical agriculture. **Conservation Letters**, v.7, p.77–90, 2014.

HEREDIA, G. Mycoflora associated with green leaves and leaf litter of *Quercus germana*, *Quercus sartorii* and *Liquidambar styraciflua* in a Mexican cloud forest. **Cryptogamie Mycologie**, v.14, p.171-183, 1993.

HEREDIA, G.; CASTAÑEDA-RUIZ, R.; CAPPELLO. Introducción: Biología e importancia de los hongos microscópicos filamentosos. In: ABARCA, G.H. (ed.) **Tópicos sobre diversidad, ecología y uso de los hongos microscópicos en Iberoamérica**. Programa Iberoamericano de Ciencia y Tecnología para el Desarrollo (CYTED) e Instituto de Ecología, A.C. Xalapa, Ver. México. 386 p, 2008.

HEREDIA-ABARCA, G. Hifomicetes dematiaceos en bosque mesofilo de montaña. Registros nuevos para Mexico. **Acta Botanica Mexicana**, v.27, p.15-32, 1994.

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

HOUSTON, A. P. C.; VISSER, S.; LAUTENSCHLAGER, R. A. Microbial processes and fungal community structure in soils from clear-cut and unharvested areas of two mixed wood forests. **Canadian Journal of Botany, Ottawa**, v. 76, n. 4, p. 630-340, 1998.

HUGHES, S.J. Fungi From the Gold Coast. I. **Mycol. Pap.** v.48, p.1-91, 1952.

HUGHES, S.J. New Zealand Fungi. 25. Miscellaneous species. **New Zealand Journal Botany**, v.16, p. 311-370, 1978.

HUMBER, R.A. Entomophthoromycota: a new phylum and reclassification for entomophthoroid fungi. **Mycotaxon**, v.120, p.477-492, 2012.

INPE – Instituto Nacional de Pesquisas Espaciais. 2011. Disponível em: <http://www.inpe.br/noticias/noticia.php?Cod_Noticia=2938>. Acessado em: 15 jun. 2016.

IPA - Instituto Agrônomo de Pernambuco. 2015. Disponível em: <http://www.ipa.br/indice_pluv.php>. Acesso em: 16 jan 2015.

IBGE - Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística. **Manual técnico da vegetação brasileira**. Rio de Janeiro. 275 p, 2012.

IBAMA - Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis. **Resumo executivo do plano de manejo da Reserva Biológica de Saltinho**, Brasília, DF, 25p, 2003.

INPE - Instituto Nacional De Pesquisas Espaciais. 2017. Atlas dos remanescentes florestais da Mata Atlântica: período 2008-São Paulo: Arcplan, p. 69. Disponível em: <https://www.sosma.org.br/link/Atlas_Mata_Atlantica_2015_2016_relatorio_tecnico_2017.pdf>. Acesso em: 02 jan. 2017.

IVANAUSKAS, N.M.; MONTEIRO, R.; RODRIGUES, R.R. Composição florística de trechos florestais na borda sul-amazônica. **Acta Amazonica**, v.34, n.3, p.399-413, 2004.

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

JOLY, C.A. et al. Histórico do Programa BIOTA/FAPESP - O Instituto Virtual da Biodiversidade. In: **Diretrizes para conservação e restauração da biodiversidade no Estado de São Paulo**. Instituto de Botânica, FAPESP, SEMA, p. 44-55, 2008.

JONES, M.D.M. et al. Discovery of novel intermediate forms redefines the fungal tree of life. **Nature**, v.474, p.200–203, 2011.

KATHIRAVAN, M.K. et al. The biology and chemistry of antifungal agents: A review. **Bioorganic Medicinal Chemistry**, v.20, n.19, p.5678-5698, 2012.

KDORDERS, S.H. Botanische Untersuchungen iiber einigein Javavor kommen de Pilze, besonders iiber Blatten bewohnende, parasitisch auftretende Arten. 4. Morphologische-Systematisch notizen iiber einige mittel-Javanische, vorwiegend blarter bewohnende Pilze. **Verhandelingen der Koninklijke nederlandse Akademie van Wetenschappen (Amsterdam)**, Section 2, n.13, p.1-264, 1907.

KIRK, P.; CANNON, P.F.; MINTER, D.W.; STALPERS, J.A. **Ainsworth & Bisby's Dictionary of the Fungi**. 10thedn. CAB International, Wallingford, UK, 2008.

KIRK, P.M. New or interesting microfungi X. Hyphomycetes on *Laurus nobilis* leaf litter. **Mycotaxon**, v.18, n.2, p.259-298, 1983.

KIRK, P.M.; CANNON, P.F.; DAVID, J.C.; STALPERS, J.A. **Ainsworth and Bisby's Dictionary of the fungi**. 9th ed. CABI: Wallingford, 2001.

KIRK, P.M.; SPOONER, B.M. **An account of the fungi of Arran**, Gigha and Kintyre. Kew Bull. 38: 503-597, 1984.

KIRK, P.M. et al . A without-prejudice list of generic names of fungi for protection under the International Code of Nomenclature for algae, fungi and plants. **IMA Fungus**, v.4, p.381–443, 2013.

KOMÍNKOVÁ, D. et al. Microbial biomass, growth, and respiration associated with submerged litter of *Phragmites australis* decomposing in a littoral reed stand of a large lake. **Aquatic Microbial Ecology**, v.22, p.271-282, 2000.

KRUPEK, R. A.; FELSKI, G. Avaliação da Cobertura Ripária de Rios e Riachos da Bacia hidrográfica do Rio das Pedras, Região Centro-Sul do Estado do Paraná. **Revista Ciências Exatas e Naturais**, v.8, n.2, 2006.

LAURANCE, W.F. et al. Averting biodiversity collapse in tropical forest protected areas. **Nature**, v.489, n.7415, p.290-294, 2012.

LEI n.11.428/2006. Disponível em: <http://www.planalto.gov.br/ccivil_03/_Ato2004-2006/2006/Lei/L11428.htm>.

LEWINSOHN, T.M.; PRADO, P.I. **Biodiversidade brasileira: síntese do estado atual do conhecimento**. Contexto, São Paulo, 2002.

LEWINSOHN, T.M.; PRADO, P.I. Quantas espécies há no Brasil?. **Megadiversidade**, v.1, p.36-42, 2002.

LIMA, M. L. F. da C. **A reserva da biosfera da Mata Atlântica em Pernambuco – Situação atual, ações e perspectivas**. Série Cadernos da Reserva da Biosfera da Mata Atlântica. Caderno nº 12, 1998.

LINK. *Helicomycetes roseus*. Magazin der Gesellschaft Naturfors chenden Freunde Berlin 3, v.1, n.21, p. 1:35, 1809.

LUMLEY, T.C.; GIGNAC, L.D.; CURRAH, R. Microfungus communities of white spruce and trembling aspen logs at different stages of decay in disturbed and undisturbed sites in the boreal mixedwood region of Alberta. **Canadian Journal of Botany**, v.79, n.1, p.76-92, 2001

LUMYONG, P. et al. Saprobic fungi on dead wild banana. **Mycotaxon**, v.85, p.345-346, 2003.

LUNGHINI, D. Et al. Fungal diversity of saprotrophic litter fungi in a Mediterranean maquis environment. **Mycologia**, v.105, p.1499-1515, 2013.

MACCHERNI, W.; ARAÚJO, W. L.; LIMA, A. O. S. Ecologia: *habitat* e interações fúngicas com plantas, animais, fungos e bactérias. In: Esposito, E.; Azevedo, J. L. **Fungos: uma introdução à biologia, bioquímica e biotecnologia**. 2ª ed. Caxias do Sul: Educs, 2010.

MACHADO, P.L.O.A. Carbono do solo e a mitigação da mudança climática global. **Química Nova**, v.28, n.2, p.329-334, 2005.

MAGALHÃES, D. M. A. et al. Riqueza de fungos anamorfos na serapilheira de *Manilkara maxima*, *Parinari alvimii* e *Harleyodendro nunifoliolatum* na Mata Atlântica do Sul da Bahia. **Acta Botanica Brasilica**, v.25, n.4, p.899-907, 2011.

MAIA, L.C. **Sucessão de fungos em folheto de floresta tropical úmida**. Recife, Ed. Universitária, 1983.

MAIA, L.C.; MELO, A.M.Y.; CAVALCANTE, M.A. Diversidade de fungos no estado de Pernambuco. In: M. Tabarelli & J.M.C. da Silva (orgs.). **Diagnóstico da biodiversidade de Pernambuco**, v.1. Recife: Editora Massangana. p. 15-50, 2002.

- MALOSSO, E. **Hyphomycetes em ambientes aquáticos lótico e lêntico: ocorrência e biomassa**. Dissertação de mestrado, Universidade Federal de São Carlos, São Carlos, 1999.
- MALOSSO, E. et al. *Paliphora bicolorata* sp. nov. from the Brazilian Atlantic Forest. **Mycotaxon**, v. 132, p. 903-907, 2018.
- MARQUES, M.F.O., GUSMÃO, L.F. ; MAIA, L.C. Riqueza de espécies de fungos conidiais em duas áreas de Mata Atlântica no Morro da Pioneira, Serra da Jibóia, BA, Brasil. **Acta bot. bras.**, v.22, n.4, p.954-961, 2008.
- MARTINS, S. V. **Recuperação de matas ciliares**. 2ª Ed. Revista e ampliada. Viçosa: Editora Aprenda Fácil, 255p., 2007.
masseei
- MASSINI, K.C. **Bioprospecção de genes biossintéticos de policetídeos em DNA metagenômico de solo de Mata Atlântica**. Tese (Doutorado) – Instituto de Ciências Biomédicas da Universidade de São Paulo, 2009.
- MATSUSHIMA, T. **Microfungi of the Solomon Islands and Papua-New Guinea**. Publicado pelo autor. Kobe, 1971.
- MATSUSHIMA, T. **Icones Microfungorum a Matsushima Lectorum**. Publicado pelo autor, Kobe, 1975.
- MATSUSHIMA, T. Matsushima Mycological Memoirs No. 1. Saprophytic Microfungi from Taiwan, Part 1. Hyphomycetes. **Matsushima Fungus Collect.**, Kobe, Japan, 82 pages, 1980.
- MATSUSHIMA, T. **Matsushima Mycological Memoirs n. 4**. Published by the author. Kobe, 1985.
- MATSUSHIMA, T. Matsushima Mycological Memoirs No. 6. **Matsushima Fungus Collect.**, Kobe, Japan, 100 pages, 1989.
- MATSUSHIMA, T. **Matsushima Mycological Memoirs n.7**. Published by the author. Kobe, 1993.
- MELO, F.P.L. et al. On the hope for biodiversity-friendly tropical landscapes. **Trends in Ecology and Evolution**, v.28: p.461–468, 2013.
- MERCADO-SIERRA, A.; HEREDIA, G. Hyphomycetes associated with plant litter from the State of Veracruz, Mexico. **Revista Mexicana of Micology**, v.10, p.33-48, 1994.
- MERCADO-SIERRA, A.; HOLUBOVÁ-JECHOVÁ, V.; MENA-PORTALES, J. **Hifomicetes demaciáceos de Cuba Enteroblásticos**. Monografie XXIII, Torino, Museo Regionale di Scienze Naturali, 1997.
- MILLER, R. M. ; KLING, M. The importance of integration and scale in the arbuscular mycorrhizal symbiosis. **Plant and Soil**, v.226, p.295-309, 2000.
- MINTER, D.W.; RODRÍGUEZ-HERNÁNDEZ, M.; MENA-PORTALES, J. 2001. **Fungi of the Caribbean: an annotated checklist**. PDMS Publishing, 946 pages, 2001.

MONTGOMERY, H.J. et al. Determination of soil fungal biomass from soil ergosterol. **Soil Biology and Biochemistry**, v.32, p.1207-1217, 2000.

MONTGOMERY, D.R.; BIKLÉ, A. **The Hidden Half of Nature – The Microbial Roots of Life and Health**. Editora: W. W. Norton & Company, 320 p, 2016.

MOORE-LANDECKER, E. *Fundamentals of the fungi*. 3 ed. New Jersey: Prentice Hall., 1990.

MOREIRA, C. G. M. **Sucessão de hifomicetos e avaliação da biomassa fúngica durante a decomposição de folheto de *Caesalpinia echinata* Lam. e *Campomanesia phaea* (O. Berg.) Landrum submersos em lagos artificiais na cidade de São Paulo, SP**. Tese (Doutorado) - Instituto de Botânica da Secretaria do Meio Ambiente, São Paulo, Brasil, 2011.

MUELLER, G.M.; BILLS, G.F.; FOSTER, M.S (Eds). **Biodiversity of fungi: inventory and monitoring methods**. Amsterdam: Elsevier Academic Press. 777p, 2004.

MULENKO, W.; MAJEWSKI, T.; RUSZKIEWICZ-MICHALSKA, M. A Preliminary Checklist of Micromycetes in Poland. W. Szafer Institute of Botany, **Polish Academy of Sciences**, v.9, p.752, 2008.

MÜLLER, M.M.; KANTOLA, R.; KITUNEN, V. Combining sterol and fatty acid profiles for the characterization of fungi. **Mycological Research**, v.98, p.593-603, 1994.

NEWELL, S. Y. ; FELL, J. W. Ergosterol content of living and submerged, decaying leaves and twigs of red mangrove. **Canadian Journal Microbiology**, v.38, p.979-982, 1992.

NEWELL, S. Y. Methods for determining biomass and productivity of mycelial marine fungi. In: *Marine Mycology -- A Practical Approach* (K. D. Hyde and S. B. Pointing, Eds), pp. 69-91. **Fungal Diversity Press**, Hong Kong, 2000.

NEWELL, S. Y. Total and free ergosterol in mycelia of saltmarsh ascomycetes with access to whole leaves or aqueous extracts of leaves. **Applied and Environment Microbiology**, v.60, p.3479-3482, 1994.

NIEMENMAA, O.; GALKIN, S.; HATKKA, A. Ergosterol contents of some wood-rotting basidiomycete fungi grown in liquid and solid culture conditions. **International Biodeterioration; Biodegradation**, v. 62, p. 125-134, 2008.

OLIVEIRA, M.C.L.; PALMA, L.; TOSI, S. Conidial fungi from *Salix* herbácea leaf litter and their growth temperature preferences. **Boletín Micológico**, v. 20, p.91-95, 2005.

OLIVEIRA, M. S. de. **Micobiota em folhas submersas em dois mananciais sob proteção ambiental no estado de Pernambuco**. Dissertação – Universidade Federal de Pernambuco, Centro de Ciências Biológicas, Recife, Brasil, 2016.

PAGANO, S.N. ; DURIGAN, G. **Aspectos da ciclagem de nutrientes em Matas Ciliares do oeste do Estado de São Paulo, Brasil**. In: *Matas ciliares: conservação e recuperação* (R.R. Rodrigues ; H.F. Leitão Filho, eds.). Editora da USP/Fapesp, São Paulo, p.109-123, 2000.

PAP, P.; RANKOVIĆ, B.; MAŠIREVIĆ, S. Effect of temperature, relative humidity and light on conidial germination of oak powdery mildew (*Microsphaera alphitoides* Griff. Et maubl.) under controlled conditions. **Arch. Biol. Sci., Belgrade**, v.65, n.3, p.1069-1077, 2013.

PARUNGAO, M. M., FRYAR, S. C.; HYDE, K. D. Diversity of fungi on rainforest litter in North Queensland, Australia. **Biodiversity & Conservation**, v.11, n.7, p.1185-1194, 2002

PASANEN, A.L. et al. Can microbial volatile metabolites cause irritation at indoor air concentrations? p 60-65. In: (Johanning. ed.) **Bioaerosols, fungi and mycotoxins: health effects, assessment, prevention, and control**. Eastern New York Occupation and Environmental Health Center, Albany, NY, 1999.

PAULIN, A.; HARRINGTON, T.C. Phylogenetic placement of anamorphic species of *Chalara* amongst *Ceratocystis* species and other ascomycetes. **Studies in Mycology**, v.45, p.209-222, 2000.

PFENNING, L.H.; ABREU, L.M. Diversity of microfungi in tropical soils. In: Moreira, F.M.S., Siqueira, J.O., Brussaard, L. (Ed.). Soil biodiversity in Amazonian and other Brazilian ecosystems. **Wallingford: CABI**, p.184-205, 2006.

PIELOU, E.C. **Mathematical ecology**. New York, John Wiley and Sons, 1977.

PINTO, L.P. ; BRITO, C.W. **Dinâmica da perda da biodiversidade da Mata Atlântica brasileira: uma introdução**. Belo Horizonte: SOS Mata Atlântica/Conservação Internacional do Brasil, 2005.

POLISHOOK, J.D.; BILLS, G.F.; LODGE, D.J. Microfungi from decaying leaves of two rain forest trees in Puerto Rico. **Journal of Industrial Microbiology**, n. 17, p. 284-294,1996.

PREMDAS, P.D.; KENDRICK, B. Colonization of autumn-shed leaves by four aero-aquatic fungi. **Mycologia**, v.83,n.3, p.317-321, 1991.

RAMBELLI, A.; Mulas, B.; Pasqualetti, M. Comparative studies on microfungi in tropical ecosystems in Ivory Coast forest litter: behaviour on different substrata. **Mycological Research**, v.108, p.325-336, 2004.

RANGEL, O. J. P.; SILVA, C. A. Estoques de carbono e nitrogênio e frações orgânicas de Latossolo submetido a diferentes sistemas de uso e manejo, *Revista Brasileira de Ciência do Solo*, v. 31, n. 6, p. 1609-1623, 2007.

REBLOVÁ, M.; GAMS, W.; SEIFERT, K.A. Monilochaetes and allied genera of the Glomerellales, and a reconsideration of families in the Microascales. **Studies in Mycology**, v.68, p.163-191, 2011.

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

ROHLF, F. J. NTSYS-pc: numerical taxonomy and multivariate analysis system, version 2.1. **Exeter Software**, New York, 98p., 2000.

ROSELLÓ-MORA, R.; AMANN, R. The species concept for prokaryote. **FEMS Microbiol Rev**, v.25, p. 39-67, 2001.

ROSSMAN, A.Y. Biodiversity of Tropical Microfungi: An overview. In Biodiversity of Tropical Microfungi (K.D. Hyde Ed.). **Hong Kong University Press, Hong Kong**, p.1-10, 1997.

RUIZ-JIMENÉZ, A. et al. Insect deterrent and nematocidal screening of microfungi from Mexico and anti-aphid compounds from *Gliomastix massee*. *Revista Argentina de Microbiología*. v.49, n.1, 2017.

SANDERSON, J. et al. **Biodiversity conservation corridors: planning, implementing, and monitoring sustainable landscapes**. Conservation International. Washington, DC., 2003.

SANTANA, J.A.S.; SOUTO, J.S. Produção de serapilheira na Caatinga da região semiárida do Rio Grande do Norte, Brasil. **IDESIA**, v.29, n.2, p. 87-94, 2011

SANTANA, M.V. et al. Microfungos associados à serapilheira na Mata Atlântica e Caatinga, Bahia, Brasil. **Revista Brasileira de Biociências**. v.15, n.3, p.135-142, 2017.

SANTOS, A. J. Estimativas de riqueza em espécies. In: Rudran, R., Cullen, L;Valladares-Padua, C. (Orgs.) **Métodos de estudo em biologia da conservação e manejo da vida terrestre**. Ed. Da Universidade Federal do Paraná, Curitiba. P.19-41, 2003.

SAPORETTI-JR, A.W. et al. Estrutura e grupos ecológicos de um trecho de floresta estacional semidecidual montana no município de Dom Silvério, Minas Gerais. **Revista Interface**, Ed. 12, p. 55-69, 2016.

SATISH, N.; SULTANA, S.; NANJUNDIAH, V. Diversity of soil fungi in a tropical deciduous forest in Mudumalai, Southern India. **Current Science, Columbus**, v.93, n.5, p.669-677, 2007.

SCHÄFFER, W. B. ; PROCHNOW, M. **A Mata Atlântica e você: como preservar, recuperar e se beneficiar da mais ameaçada floresta brasileira**. Apremavi, Brasília, Brasil, 156 pp., 2002.

SCHMITT, J. L.; SCHNEIDER, P.H. ; WINDISCH, P.G. Crescimento do cáudice e fenologia de *Dicksonia sellowiana* Hook. (Dicksoniaceae) no sul do Brasil. **Acta Botânica Brasilica**, v. 23, n. 1, p. 282-291, 2009.

SCHNÜRER, J. Comparison of methods for estimating the biomass of three food-borne fungi with different growth patterns. **Applied and Environment Microbiology**, v.59, n.2, p.552-555, 1993.

SCHOENLEIN-CRUSIUS, I.H. **Sucessão fúngica em folhas de Alchornea triplinervia (Spreng.) M. Arg. em ambientes aquático e terrestre, na mata atlântica,**

Reserva Biológica do Alto da Serra de Paranapiacaba, Santo André, SP. Tese de doutorado, Universidade Estadual Paulista, Rio Claro, 1993.

SCHUMACHER, M.V. **Aspectos da ciclagem de nutrientes e do microclima em talhões de *Eucalyptus camadulensis* Dehnh, *Eucalyptus grandis* Hill ex Maiden e *Eucalyptus torelliana* F. Muell.** 87f. Dissertação (Mestrado em Ciências/Ciências Florestais) Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz, Piracicaba, 1992.

SEIFERT K, MORGAN-JONES G, GAMS W, KENDRICK B. **The Genera of Hyphomycetes.** CBS Biodiversity Series no. 9: 1–997. CBS-KNAW *Fungal Biodiversity* Centre, Utrecht, Netherlands, 2011.

SEITZ, L. et al. Ergosterol as a Measure of fungal growth. **Phytopathology**, Saint Paul, v. 69, n. 11, p. 1202-1203, 1979.

SHANNON, C.E.; WEAVER, W. **The Mathematical Theory of Communication.** Urbana, University of Illinois Press, 1949.

SHAPIRO, S. S.; WILK, M. B.. An analysis of variance test for normality (complete sample). **Biometrika**, Great Britain, v. 52, n. 3, p. 591-611, 1965.

SHEARER, C. et al. Fungal biodiversity in aquatic habitats. **Biodiversity and Conservation**, v.16, p.49-67, 2007.

SHENOY, B.D. et al. Ribosomal and RPB2 DNA sequence analyses suggest that *Sporidesmium* and morphologically similar genera are polyphyletic. **Mycological Research**, v.110, p. 916-928, 2006.

SILVA, E.M.; MACHUCA, A.; MILAGRES, A.M.F. Evaluating the growth and enzyme production from *Lentinula edodes* strains. **Process Biochemistry**, v. 40, p.161-164, 2005.

SILVA, J.M.C.; CASTELETI, C.H.M. **Estado da biodiversidade da Mata Atlântica brasileira.** Belo Horizonte: SOS Mata Atlântica/Conservação Internacional, 2005.

SILVA, M.; MINTER, D.W. 1995. Fungi from Brazil. **Mycological Papers**, v.169, p.1-585, 1995.

SILVA, R.R.; CORSO, R.C.; MATHEUS, D.R. Effect of culture conditions on the biomass determination by ergosterol of *Lentinus crinitus* and *Psilocybe castanella*. **World Journal of Microbiology and Biotechnology**, v.26, p.841–846, 2010.

SMITH, E; VAN BELLE, G. “Nonparametric Estimation of Species Richness.” **Biometrics**, v.40, 119–129, 1984.

SPATAFORA, J.W. et al. A phylum-level phylogenetic classification of zygomycete fungi based on genome-scale data. **Mycologia**, v.108, p.1028–1046, 2016.

STAHL, P. D.; PARKINS, T. B. Relationship of soil ergosterol concentration and fungal biomass. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 28, p. 847-855, 1996.

STUKENBROCK, E.H. ; ROSENDAHL, S. 2005. Clonal diversity and population genetic structure of arbuscular mycorrhizal fungi (*Glomus* spp.) studied by multilocus genotyping of single spores. **Molecular Ecology**, v.14, p.743-752, 2005.

SUBERKROPP, K.; GESSNER, M. O.; CHAUVET, E. 1993. Comparison of ATP and ergosterol as indicators of fungal biomass associated with decomposing leaves in streams. **Applied and Environmental Microbiology**, v.59, p.3367-3372, 1993.

SUNG, S.J.S. et al. Seasonal ectomycorrhizal fungal biomass development on loblolly pine (*Pinustaeda* L.) seedlings. **Mycorrhiza**, v.5, p.439-447, 1995.

TABARELLI, M. et al. Prospects for biodiversity conservation in the Atlantic Forest: lessons from aging human-modified landscapes. **Biological Conservation**, v.143, n.10, p.2328–2340, 2010.

TABARELLI, M.; MELO, M.D.V.C.; LIRA, O.C. A Mata Atlântica do nordeste. In: Campanili, M.; Prochnow, M. (eds.). **Mata Atlântica - uma rede pela floresta**. RMA, Brasília, pp. 1-17, 2006.

TABARELLI, M.; PERES, C. A.; MELO, F. The ‘few winners and many losers’ paradigm revisited: emerging prospects for tropical forest biodiversity. **Biological Conservation**, v.155, p.136-140, 2012.

TABARELLI, M.; BAIDER, C.; MANTOVANI, W. Efeitos da fragmentação na floresta atlântica da bacia de São Paulo. **Hoehnea**, 25: 169-186, 1998.

TAYLOR, J.E.; HYDE, K.D. Microfungi of Tropical and Temperate Palms. **Fungal Diversity Press**, Hong Kong, 459 pg, 2003.

TAYLOR, J.W. One Fungus = One Name: DNA and fungal nomenclature twenty years after PCR. **IMA Fungus**, v.2, n.2, p.113-120, 2011.

TEDERSOO, L. et al. High-level classification of the Fungi and a tool for evolutionary ecological analyses, **Fungal Diversity**, v.90, n.1, p.135-159, 2018.

THE R CORE TEAM. 2018. **R: a language and environment for statistical computing**. Vienna, R Foundation for Statistical Computing. Disponível em: <<https://www.r-project.org/>>. Acesso em: 30 jun 2018.

THOMPSON, A.; JOHNSTON, A. A host list of plant diseases in Malaya. **Mycological Papers**, v.52, p.1-38, 1953.

TUBAKI, K. Some aspects of geographical distribution of leaf litter fungi in Japan. **Shokubutsu Byogai Kenkyu** (Forsch. Gebiet Pflanzenkrankh.), Kyoto, v.8, p.61-69, 1973.

TURK, M.A.; PENTLAND, A.P. Face Recognition Using Eigenfaces. **Proceedings of IEEE Computer Vision and Pattern Recognition**, Maui, 586-591, 1991.

VALENTE, O. F.; GOMES, M. A. **Conservação de Nascentes: Hidrologia e Manejo de Bacias Hidrográficas de Cabeceiras**. Viçosa, MG: Aprenda Fácil, 2005.

- VANINI, A. E.; RODRIGUES, R. R. **Caracterização silvigênica em uma formação pioneira com influência marinha no Parque Estadual da Ilha do Cardoso, Cananéia – SP.** In: Congresso De Ecologia Do Brasil, 6, 2003, Fortaleza. Anais. Fortaleza: *Editora da Universidade Federal do Ceará*, v.1, p.180-182, 2003.
- VIK, A.; RINE, J. Upc2p and Ecm22p, dual regulators of sterol biosynthesis in *Saccharomyces cerevisiae*. **Molecular and Cellular Biology**, v.21, p.6395–6405, 2001.
- VITAL, A. R. T. et al. Produção de serapilheira e ciclagem de nutrientes de uma floresta estacional semidecidual em zona ripária. **Revista Árvore**, v.28, n.6, p.793-800, 2004.
- VOGLMAYR, H. Spores of ingoldian fungi in two Austrian rivulets. **Osterreichische Zeitschrift fur Pilzkunde**, v.5, p.23–49, 1996.
- WALLANDER, H; MASSICOTTE, H.B., NYLUND, J-E. Seasonal variation in protein, ergosterol and chitin in five morphotypes pf *Pinussylvestris* L. ectomycorrhizae in a mature swedish forest. **Soil Biology and Biochemistry**, v.29, p.45–53, 1997.
- WEETE, J. D.M.; ABRIL, A.; BLACKWELL, M. **Phylogenetic distribution of fungal sterols.** *PLoS ONE* 5:e10899., 2010.
- WILLIAMS, T.H.; LIU, P.S.W. A host list of plant diseases in Sabah, Malaysia. **Phytopathology Papers**, v.19, p.1-67, 1976.
- YOKOYAMA, T.; TUBAKI, K. Some Hyphomycetes from Papua and New Guinea. In **Bulletin of the National Museum of Nature and Science**, v.16 , p.655-660, 1973.
- ZANGARO, W. et al. Changes in arbuscular mycorrhizal associations and fine root traitsinsites under diferent plant successional phases in Southern Brazil. **Mycorrhiza**, v.19, p.37-45, 2008.
- ZHANG, Y. Q.; RAO, R. Beyond ergosterol: linking pH to antifungal mechanisms. **Virulence**, v.1, p.551–554, 2010.
- ZHAO, X.R.; LIN, Q.; BROOKES, P.C. Does soil ergosterol concentration provide a reliable estimate of soil fungal biomass? **Soil Biology and Biochemistry**, v.37, p.311-317, 2005.
- ZHAO,G.; LIU, X.; WU, W. Helicosporous hyphomycetes from China. **Fungal Diversity**, n.26, p. 313-524, 2007.
- ZHUANG, W.-Y., ED. Higher Fungi of Tropical China. **Mycotaxon**, Ithaca, NY, 485 p., 2001.