



UNIVERSIDADE FEDERAL DE PERNAMBUCO

CENTRO DE BIOCIÊNCIAS

DEPARTAMENTO DE MICOLOGIA

PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM BIOLOGIA DE FUNGOS

LESLIE WAREN SILVA DE FREITAS

**DIVERSIDADE DE FUNGOS ZIGOSPÓRICOS EM ÁREAS NATIVAS E
ANTROPIZADAS DA MATA ATLÂNTICA DO NORDESTE BRASILEIRO**

Recife

2020

LESLIE WAREN SILVA DE FREITAS

**DIVERSIDADE DE FUNGOS ZIGOSPÓRICOS EM ÁREAS NATIVAS E
ANTROPIZADAS DA MATA ATLÂNTICA DO NORDESTE BRASILEIRO**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Biologia de Fungos do Departamento de Micologia do Centro de Ciências Biológicas da Universidade Federal de Pernambuco, como requisito parcial para a obtenção do título de Mestre em Biologia de Fungos.

Área de concentração: Taxonomia e Ecologia

Orientador: Prof. Dr. André Luiz C. M. de A. Santiago

Coorientador: Prof. Dr. Roger Fagner Melo

Recife

2020

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

Freitas, Leslie Warren Silva de
Diversidade de fungos zigospóricos em áreas nativas e antropizadas da Mata Atlântica do Nordeste brasileiro / Leslie Warren Silva de Freitas. - 2020.

84 f. : il.

Orientador: Prof. Dr. André Luiz C. M. de A. Santiago.

Coorientador: Prof. Dr. Roger Fagner Melo.

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

Inclui referências e anexos.

1. Fungos. 2. Mucorales. 3. Taxonomia. I. Santiago, André Luiz C. M. de A. (orientador). II. Melo, Roger Fagner (coorientador). III. Título.

579.5

CDD (22.ed.)

UFPE/CB-2020-173

LESLIE WAREN SILVA DE FREITAS

**DIVERSIDADE DE FUNGOS ZIGOSPÓRICOS EM ÁREAS NATIVAS E
ANTROPIZADAS DA MATA ATLÂNTICA DO NORDESTE BRASILEIRO**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Biologia de Fungos do Departamento de Micologia do Centro de Ciências Biológicas da Universidade Federal de Pernambuco, como requisito parcial para a obtenção do título de Mestre em Biologia de Fungos.

Aprovado em: 18/02/2020.

BANCA EXAMINADORA

Prof. Dr. André Luiz Cabral Monteiro de Azevedo Santiago
(Orientador) Universidade Federal de Pernambuco - Departamento de
Micologia

Dra. Diogo Xavier Lima (Examinador Interno) Universidade Federal
de Pernambuco - Departamento de Micologia

Dr. Carlos Alberto Fragoso de Souza (Examinador Externo)
Universidade Federal do Agreste de Pernambuco

AGRADECIMENTOS

A Deus por sempre ser presente em minha vida nos melhores e piores momentos.

À Maria José Silva de Freitas, minha mãe, por todo carinho, cuidado e por cuidar do meu filho para que eu pudesse realizar meus sonhos.

Ao meu pai, José Heleno de Freitas, pelo apoio, motivação cuidado e carinho.

Às minhas irmãs, Shirley Ketili Silva de Freitas pela compreensão e a Karine Kelly Silva de Freitas por todo cuidado e amor.

Ao meu filho, Paulo Henrique Moura da Silva, por ser meu orgulho e motivo para continuar com a minha luta e vencer os obstáculos diários.

Ao meu namorado, Maicon José de Araújo, que me apoia em qualquer situação, sempre acreditando nos meus sonhos e pelo amor incondicional.

A Universidade Federal de Pernambuco, por oferecer um ambiente favorável para a realização da minha pesquisa.

Ao meu orientador, André Luiz Cabral Monteiro de Azevedo Santiago, que me acompanha desde do TCC da especialização e por quem tenho imensa gratidão, admiração e respeito, por sempre me apoiar e me escutar em todos os momentos de dúvidas e me ensinar os caminhos a seguir na pesquisa, sempre presente quando precisei.

Ao meu coorientador, Roger Fagner Ribeiro de Melo, que foi meu professor da especialização, um amigo por quem tenho admiração e respeito e que sempre acreditou que eu conseguiria alcançar meus objetivos na pós-graduação.

Às minhas amigas de fé, irmãs e camaradas, Layanne de Oliveira Ferro e Thayza Karine de Oliveira Ribeiro, por todos os momentos de descontração, alegria, amor, carinho, viagens e conquistas durante esses dois anos de mestrado.

Aos amigos do curso de especialização em Biologia de fungos da Universidade Federal de Pernambuco.

Ao meu amigo, Isaias de Oliveira Júnior, por me ensinar muito durante o EPEM 2019 (Encontro Pernambucano de Micologia) e durante a última fase da minha dissertação, auxiliando com um resumo sobre as áreas de coleta.

Aos meus amigos de laboratório que são minha segunda família, pessoas por quem tenho imenso respeito e admiração, Ana Lúcia, Catarina Lima, Diogo Xavier, Giovanna Cunha, Joana D'ark Alves Leitão, Thalline Rafaella Leite Cordeiro, Rafael Vilela e Suzana Brito Gomes da Silva.

A Carlos Alberto Fragoso de Souza, por me ensinar muito sobre a rotina no laboratório, sempre muito paciente e divertido.

A Aeda Cláudia Araújo Santos de Oliveira, pelos momentos divertidos com os nossos

filhos.

Ao Anthony Cavalcanti, pelos momentos de descontração.

Ao meu grupo de Yoga Ashtanga por me proporcionarem uma energia sem igual, por estarem presentes nos dias de práticas, e aos meus professores e professoras, André Fleury da Rocha Alencar, Rayssa Layla Batista, Rochelle Estevam Oliveira, e em especial, ao professor Marcos Antonio da Silva Filho, por inciar esse lindo projeto de práticas de Yoga Ashtanga na UFPE, gratuito, proporcionando bem-estar para os praticantes do método. Agradeço imensamente ao Marcos, meu professor asthangui!

Aos meus amigos e colegas de prática de Yoga Ashtanga, Angélica Alves, Bruna Patriota de Melo Costa, Carol, Eliude dos Santos Oliveira da Silva, Italo Paulo Moraes da Silva, Karina Emanuella Silva de Lima, Luana Tais Bezerra Silva, Tatiana Ramos, pela esplêndida energia transmitida durante nossa prática.

À Débora de Souza Pereira Silva, por sempre cuidar bem dos materiais de esterilização e descarte, e por ser uma amiga divertida para todas as horas.

Ao Leonardo Gomes Lima, pela ajuda com a parte burocrática do Curso.

Aos amigos de fé e de caminhada, desde da graduação na UPE, Ádila Giovanna da Silva Soares, Carmem Caroline Almeida Soares, Iasmim Lucas da Silva, Rayana Raissa Costa Araújo Cunha, Vanessa Dias Teixeira e Walkiria de França Nascimento.

À Ana Patrícia Souza Lopes de Pádua, Giselle da Silva Barbosa, Renan Anderson Alves de Freitas, Virton Rodrigo Targino de Oliveira e Wanderson Falcão, pela amizade e carinho.

A todos que fizeram parte dessa caminhada, que me apoiaram e que estiveram ao meu lado.

Agradeço!

RESUMO

O domínio Mata Atlântica é conhecido pela ampla biodiversidade e por apresentar elevado número de espécies endêmicas de grupos taxonômicos variados, incluindo os fungos. Entretanto, os diferentes processos de antropização têm causado desequilíbrio nos ecossistemas desse domínio no Brasil com consequentes alterações na dinâmica populacional da fauna, flora e funga. Dentre os fungos presentes no solo da Mata Atlântica, destacam-se os zigospóricos, caracterizados pela produção do zigósporo, esporo sexuado produzido por copulação gametangial. Estudos sobre a taxonomia e ecologia dos fungos zigospóricos em áreas de Mata Atlântica do Brasil são fragmentados, tendo sido principalmente desenvolvidos nos estados de São Paulo e Pernambuco, não existindo dados robustos sobre a ecologia e estruturação das comunidades desses fungos, principalmente no que refere aos efeitos da sazonalidade e da antropização. Dessa forma, esse trabalho teve como objetivos determinar e comparar a diversidade, frequência de ocorrência e a riqueza de espécies de fungos zigospóricos entre as áreas de coleta; avaliar a influência da antropização e da sazonalidade nos parâmetros estruturais das comunidades de fungos zigospóricos estudadas; elaborar uma chave de identificação morfológica de fungos zigospóricos do solo das áreas de Mata Atlântica inventariadas. Duas expedições de coleta foram realizadas, na Reserva Biológica de Pedra Talhada (REBIO), em Alagoas, e no Parque Nacional Histórico do Monte Pascoal (PARNAH), na Bahia, em períodos de chuva e seca, em zonas nativas e antropizadas. Para o isolamento, cinco miligramas de solo foram espalhados na superfície do meio ágar germen de trigo adicionado de cloranfenicol em placa de Petri. Foram identificadas 33 espécies de fungos zigospóricos pertencentes às ordens Mucorales (30 espécies), Umbelopsidales (duas) e Zoopagales (uma), sendo a maioria das espécies pouco frequentes ou raras nos solos estudados. No entanto, *Cunninghamella elegans* foi muito frequente, tanto no solo da REBIO, quanto no do PARNAH, enquanto *Absidia* sp. 3 foi muito frequente no solo da REBIO e *Backusella lamprospora* e *Mucor circinatus* foram muito frequentes no solo do PARNAH. Os dados ecológicos e estatísticos mostraram que os processos de antropização e sazonalidade não influenciaram na riqueza de espécies de fungos zigospóricos do solo da REBIO e do PARNAH. No entanto, a sazonalidade influenciou na diversidade dos fungos zigospóricos no solo das duas áreas, já que a diversidade foi elevada no período chuvoso, enquanto a antropização parece não influenciar na diversidade desses fungos nessas duas áreas. A composição de espécies de fungos zigospóricos no solo da REBIO e do PARNAH também foi influenciada pela sazonalidade, já que solos coletados nos períodos secos ou chuvosos foram mais similares, independente de serem provenientes das zonas nativas ou antropizadas. Duas espécies novas foram identificadas (*Syncephalis alagoensis* e *Gongronella* sp. 3), enquanto *Umbelopsis ovata* e *Backusella indica* estão sendo citadas pela primeira vez para o Brasil e *Mucor inaequisporus* está sendo reportada

pela primeira vez para o nordeste do país. Outras seis prováveis novas espécies foram isoladas e estão em processo de sequenciamento das respectivas regiões (ITS e LSU) do rDNA para a confirmação genética desses isolados.

Palavras-chave: Ecologia. Mucorales. Solo. Taxonomia. Umbelopsidales. Zoopagales.

ABSTRACT

The Atlantic Forest domain is known for its wide biodiversity and for presenting a high number of endemic species of varied taxonomic groups, including fungi. However, the different anthropization processes have caused an imbalance in the ecosystems of this domain, in Brazil, with consequent changes in the populational dynamics of the fauna, flora and fungus. Among the fungi present in the soil of the Atlantic Forest, the zygosporic ones are characterized by the production of the zygospore, a sexual spore produced by gametangial copulation. Studies on the taxonomy and ecology of zygosporic fungi in areas of Atlantic Forest in Brazil are fragmented, and having been mainly developed in the states of São Paulo and Pernambuco, with no robust data regarding ecology and structuring of these fungi communities in areas of this domain, mainly with regard to the effects of seasonality and anthropization on the communities of zygosporic fungi. Thus, this work had as main objectives: to determine and compare the diversity, frequency of occurrence and the richness of species of zygosporic fungi between the collection areas; to assess the influence of anthropization and seasonality on the structural parameters of the studied zygosporic fungi communities; to develop a key for the morphological identification of zygosporic fungi in the soils of the Atlantic Forest areas surveyed. Two expeditions for collection were carried out, at Pedra Talhada Biological Reserve (REBIO), in Alagoas, and at Monte Pascoal Historical Park (PARNAH), in Bahia, during periods of rain, drought and in native and anthropized zones. For isolation, five milligrams of soil were spread on the surface of the wheat germ agar medium plus chloramphenicol in Petri dishes. Thirty-three species of zygosporic fungi belonging to the orders Mucorales (30 species), Umbelopsidales (two) and Zoopagales (one) were identified, with the majority of the species being infrequent or rare in the studied soils. However, *Cunninghamella elegans* was very frequent, both in REBIO's and in PARNAH's soil, while *Absidia* sp. 3 was very frequent in REBIO's soil and *Backusella lamprospora* and *Mucor circinatus* were very frequent in PARNAH's soil. The ecological and statistical data showed that neither the anthropization processes nor the seasonality influenced the richness of species of zygosporic fungi in the soil from REBIO and PARNAH. However, the seasonality has influenced the diversity of zygosporic fungi in the soil of the two areas, since diversity was higher in the rainy season, while anthropization does not seem to influence the diversity of these fungi in these two areas. The composition of species of zygosporic fungi in the soil of REBIO and PARNAH was also influenced by seasonality, since soils collected in dry or rainy periods were more similar, regardless of whether they came from native or anthropized zones. Two new species have been identified (*Syncephalis alagoensis* and *Gongronella* sp. 3), while *Umbelopsis ovata* and *Backusella indica* are being cited for the first time for Brazil, and *Mucor inaequisporus* is being reported for the first time to the northeastern

Brazil. Another six probable new species have been isolated and are in the process of sequencing of the respective regions (ITS and LSU) of the rDNA for the genetic confirmation of these taxa.

Keywords: Ecology. Mucorales. Soil. Taxonomy. Umbelopsidales. Zoopagales.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1 - Aspecto florístico da Reserva Biológica de Pedra Talhada.....	38
Figura 2 - Aspecto florístico do PARNAH Monte Pascoal.....	38
Figura 3 - Divisão das duas zonas de estudo (nativa e antropizada) da Reserva Biológica de Pedra Talhada e do Parque Histórico do Monte Pascoal, com transectos (linhas negras) e pontos de coleta (quadrados negros).....	39
Figura 4 - Número de isolados de fungos zigospóricos do solo do Parque Nacional Histórico do Monte Pascoal e da Reserva Biológica de Pedra Talhada, nas zonas nativa e antropizada	45
Figura 5 - Número de espécies de fungos zigospóricos isoladas durante os períodos seco e chuvoso do solo do Parque Nacional Histórico do Monte Pascoal e da Reserva Biológica de Pedra Talhada.....	45
Figura 6 - Estimadores de Riqueza Chao 1 e Jacnife 1 de fungos zigospóricos do Parque Nacional Histórico do Monte Pascoal e da Reserva Biológica de Pedra Talhada	46
Figura 7 - Dendograma de similaridade de fungos zigospóricos do solo do Parque Nacional Histórico do Monte Pascoal e da Reserva Biológica de Pedra Talhada.....	50
Figura 8 - <i>Backusella indica</i> . A, B – Esporangióforo com ramificações curtas e circinadas; C, E – Esporangióforos com columelas; D – Esporangiosporos. Barras de escala: A, B, D = 20 μm ; C = 25 μm	52
Figura 9 - <i>Gongronella pedratalhadensis</i> L.W.S. Freitas, H.B. Lee & A.L. Santiago, sp. nov. (URM 93407). A, B – Esporangióforo com ramificações e esporângios; C, E – Esporangióforos terminal com esporângio abortivo; D – Esporangiofóros com columela e esporângio abortivo (ramificado curto); E, F – Esporangioforo não ramificado com columela; G – Zigosporângio com suspensores; H – Rizóides; I – Esporangiosporos. Barras de escala: A – D, H, I = 20 μm ; E, F = 10 μm ; G – 25 μm	54
Figura 10 - <i>Mucor inaequisporus</i> - a. esporangióforo não ramificado com esporângio; b, c, d, e. esporangióforos e columelas não ramificados; f. esporangióforo simpodialmente ramificado e columela; g, h. esporangióforo não ramificado e columela; i. esporangiosporos. Barras de escala: a = 50 μm , b = 25 μm , c = 20 μm , d = 20 μm , e = 20 μm , f = 100 μm , g = 20 μm , h = 25 μm , i = 20 μm	56

Figura 11 - *Syncephalis alagoensis*. A, B, C, D, E. Merosporangióforos simples com merosporângios e merosporos; F, H. Merosporangióforo simple com vesícula fértil; G, I. Merosporangióforos em grupos de dois (G) e três (I) e vesículas férteis. J. Merosporos. Barras de escala: A, B, C, D, G = 20 μm ; E, F, I = 10 μm ; H = 50 μm 58

LISTA DE QUADROS

Quadro 1 – Pontos de coleta na REBIO de Pedra Talhada. Em cada transecto, a letra “N” representa a zona nativa e a letra “A” representa a zona antropizada	39
Quadro 2 – Pontos de coleta no Parque Nacional e Histórico do Monte Pascoal. Em cada transecto, a letra “N” representa a zona nativa e a letra “A” representa a zona antropizada	40
Quadro 3 – Amostras depositadas na Micoteca URM da Universidade Federal de Pernambuco	51
Quadro 4 – Amostras depositadas no Herbário URM da Universidade Federal de Pernambuco	51

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 – Riqueza, diversidade, equitabilidade e número de UFC. g ⁻¹ das espécies de fungos zigospóricos do Parque Nacional Histórico do Monte Pascoal (PARNAH) e da Reserva Biológica de Pedra Talhada (REBIO)	47
Tabela 2 – Frequência de ocorrência de fungos zigospóricos do solo do Parque Nacional Histórico do Monte Pascoal e da REBIO de Pedra Talhada	49

SUMÁRIO

1	INTRODUÇÃO.....	17
1. 1	OBJETIVOS	19
1. 1. 1	Objetivo geral.....	19
1. 1. 2	Objetivos específicos.....	19
2	FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA.....	20
2. 1	MUCOROMYCETA TEDERSOO, KOLJALG, BAHRAM, DORING, SCHIGEL, T. MAY, SANCHEZ-RAMIREZ, M. RYBERG & ABARENKOV	20
2. 2	MUCORALES SCHRÖTER.....	20
2. 2. 1	<i>Absidia</i> Tiegh. e <i>Lichtheimia</i> Vuill.....	22
2. 2. 2	<i>Backusella</i> Hesselt. & J.J. Ellis.....	24
2. 2. 3	<i>Cunninghamella</i> Matr	25
2. 2. 4	<i>Gongronella</i> Ribald.....	26
2. 2. 5	<i>Isomucor</i> J. I Souza, Pires-Zottar. & Harakava	27
2. 2. 6	<i>Mucor</i> Fresen	28
2. 2. 8	<i>Umbelopsis</i> Amos & H.L. Barnett.....	30
2. 3	ZOOPAGOMYCOTA Gryganskyi, M.E. Sm., Spatafora & Stajich e <i>Syncephalis</i> Tiegh. & G. Le Monn	31
2. 4	MATA ATLÂNTICA	32
2. 5	RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA (REBIO)	33
2. 6	PARQUE NACIONAL E HISTÓRICO DO MONTE PASCOAL (PARNAH).....	34
2. 7	FUNGOS ZIGOSPÓRICOS DE SOLOS DE MATA ATLÂNTICA.....	34
3	MATERIAIS E MÉTODOS	36
3. 1	ÁREAS DE ESTUDO.....	36

3. 2	COLETAS DOS SOLOS.....	38
3. 3	ISOLAMENTO, PURIFICAÇÃO E IDENTIFICAÇÃO DOS FUNGOS ZIGOSPÓRICOS	41
3. 4	ANÁLISE DE DADOS	41
3. 5	EXTRAÇÃO, AMPLIFICAÇÃO, CLONAGEM E SEQUENCIAMENTO DO DNA	42
3. 6	ANÁLISE FILOGENÉTICA.....	42
3. 7	INCORPORAÇÃO DAS CULTURAS DO ESPÉCIMES ISOLADOS NA COLEÇÃO DE CULTURAS MICOTECA-URM, DE LÂMINAS NO HERBÁRIO URM E DAS SEQUÊNCIAS ITS E LSU DO RDNA NO <i>GENBANK</i>	43
4	RESULTADOS	43
4. 1	DIVERSIDADE DE ESPÉCIES DE FUNGOS ZIGOSPÓRICOS EM SOLO DE MATA ATLÂNTICA DA REBIO E DO PARNAH	43
4. 2	DEPÓSITO DOS ESPÉCIMES ISOLADOS À COLEÇÃO DE CULTURAS MICOTECA-URM	50
4. 3	TAXONOMIA.....	51
4. 3. 1	<i>Backusella indica</i>	51
4. 3. 2	<i>Gongronella pedratalhadensis</i> sp. nov.....	53
4. 3. 3	<i>Mucor inaequisporus</i>	55
4. 3. 4	<i>Syncephalis alagoensis</i>	57
4. 4	CHAVE TAXONÔMICA DICOTÔMICA PARA OS FUNGOS ZIGOSPÓRICOS DO SOLO DA REBIO E DO PARNAH.....	59
5	DISCUSSÃO	60
5. 1	ECOLOGIA DAS COMUNIDADES DE FUNGOS ZIGOSPÓRICOS EM DUAS ÁREAS DE MATA ATLÂNTICA DO NOREDESTE BRASILEIRO	60
5. 2	<i>BACKUSELLA INDICA</i>	65
5. 3	<i>MUCOR INAEQUISPORUS</i>	66
5. 4	<i>SYNCEPHALIS ALAGOENSIS</i>	66

6	CONCLUSÕES.....	69
	REFERÊNCIAS.....	70
	ANEXO A - ARTICLE SYDOWIA.....	83
	ANEXO B - ARTICLE SYDOWIA	84

1 INTRODUÇÃO

O domínio Mata Atlântica é conhecido pela ampla biodiversidade e por apresentar um elevado número de espécies endêmicas de grupos taxonômicos variados (MYERS *et al.*, 2000). Esse domínio abrange cerca de 28 % do total do território brasileiro, estendendo-se por 15 estados (REZENDE *et al.*, 2018). Em Alagoas a Mata Atlântica é representada por Apicum, Dunas, Banhados e Áreas alagadas, Restinga herbácea, Vegetação de várzea, Mangue e Restinga arbórea que se encontram distribuídas por 140.659 hectares de extensão. Bahia corresponde a Apicum, Banhados e Áreas alagadas, Dunas, Refúgio, Restinga herbácea, Vegetação de várzea, Mangue e Restinga arbórea, distribuídas por 2.004.746 hectares de extensão (ATLÂNTICA, SOS *et al.*, 2019).

As comunidades fúngicas desempenha um papel importante nos processos ecológicos globais nos diferentes ecossistemas, uma vez que vários desses organismos são decompositores da matéria orgânica (MUMMEY *et al.*, 2010). Os fungos do solo estão entre os microrganismos mais abundantes em relação à biomassa, e estima-se que cerca de 7.000 espécies sejam endêmicas desse substrato (BRIDGE & SPOONER, 2001). Uma recente estimativa do número dos fungos existentes foi baseada na riqueza de plantas vasculares, líquens, habitats pouco explorados, sequências genéticas de diferentes espécies e materiais de coleções biológicas (HAWKSWORTH & LÜCKING, 2017) e, considerando a grande diversidade e endemismo das plantas na Mata Atlântica, é possível inferir que o conhecimento das comunidades desses microrganismos no solo nesse domínio ainda é insuficiente.

Dentre os fungos presentes em solo de Mata Atlântica, destacam-se os zigospóricos, que apresentam características morfológicas variadas, como a presença de hifas cenocíticas, ou com septação irregular (WHITE *et al.*, 2006) e rápido crescimento, mesmo em meios de cultura simples, sendo esses fungos os primeiros a colonizar os substratos, degradando os açúcares menos complexos (RICHARDSON, 2009). A maioria das espécies dos fungos zigospóricos são sapróbias, comumente isoladas de solo, excrementos de herbívoros e grãos estocados, embora algumas possam ser encontradas parasitando outros fungos (táxons de Mucorales Dumort., Mortierellales Caval.-Sm. e Ascomycota Caval.-Sm.), tendo sido reportadas em diferentes domínios fitogeográficos, principalmente em regiões tropicais (ALEXOPOULOS *et al.*, 1996; BENNY, 2008). Algumas espécies são simbioses de raízes, fitopatógenas e causadoras de mucormicoses em humanos (ALEXOPOULOS *et al.*, 1996). A reprodução sexuada das espécies desse grupo ocorre por conjugação gametangial, formando zigosporângios de parede lisa ou ornamentada e coloração geralmente escura. A reprodução assexuada é realizada por clamidósporos, esporos de resistência, que são diferenciações das hifas, aplanosporos (esporangiosporos, merosporos e esporos) produzidos em esporângios, merosporângios e

esporangíolos (WEBSTER & WEBER, 2007).

Dentre os fungos zigospóricos, destacam-se os pertencentes às ordens Mucorales Fr., que comporta cerca de 210 espécies, Umbelopsidales Spatafora, Stajich & Bonito, com 18 espécies, e Zoopagales Bessey ex R.K. Benj., com 190 espécies descritas (KIRK *et al.* 2008; WIJAYAWARDENE *et al.*, 2018). Espécies de Mucorales são em maioria sapróbias e se caracterizam pela formação de colônias geralmente cotonosas, bancas, cinzas, negras ou raramente amarelas, de crescimento rápido em diferentes meios de cultura (ALEXOPOULOS *et al.*, 1996). As hifas são ramificadas, cenocíticas ou com septos irregularmente espaçados, enquanto Umbelopsidales abriga espécies sapróbias, de crescimento lento, com colônias geralmente avermelhadas ou em tons de ocre (BENNY, 2009). As hifas podem exibir septos apenas nas ramificações (KENDRICK, 2000). A ordem Zoopagales compreende fungos predadores e parasitas de outros fungos e pequenos animais, sendo a maioria das espécies caracterizadas pela formação de haustórios que tem a função de nutrir o parasita a partir do hospedeiro. Algumas espécies formam hifas, ramificadas ou não, geralmente brancas, enquanto outras são formadas por talos que podem ser ramificados (TEDERSOO *et al.*, 2018; BENNY, 2009).

Com relação ao domínio Mata Atlântica, apenas 80 táxons de fungos zigospóricos foram registrados no Brasil, representados pelas ordens Mucorales (com 66 espécies), Mortierellales (quatro), Umbelopsidales (um) e Zoopagales (nove). Em se tratando da região nordeste, os dados são mais escassos, tendo sido registrados apenas 44 táxons de Mucorales, quatro de Mortierellales e quatro de Zoopagales (FLORA DO BRASIL 2020, EM CONSTRUÇÃO). Além disso, não existem registros desses fungos na REBIO de Pedra Talhada e no PARNA Histórico de Monte Pascoal, áreas de estudo desse trabalho, com nenhuma referência sobre a influência da antropização na estruturação das comunidades de fungos zigospóricos nessas áreas. Nesse contexto, solos da REBIO e do PARNAH exibem elevadas riqueza e diversidade de fungos zigospóricos, incluindo táxons raros e/ou novos para a ciência. Existem diferenças na composição, diversidade, frequência de ocorrência e riqueza de espécies de fungos zigospóricos entre as duas áreas de Mata Atlântica inventariadas e a antropização e a sazonalidade influenciam na estruturação das comunidades de fungos zigospóricos dos solos das áreas de Mata Atlântica inventariadas.

A realização desse trabalho proporcionou a obtenção de dados ecológicos importantes para o levantamento da biodiversidade dos fungos zigospóricos nessas áreas de proteção ambiental, contribuindo para a elevação do conhecimento da riqueza e da diversidade desses fungos em áreas de Mata Atlântica e reduzindo a visão limitada sobre a biodiversidade do grupo no Brasil. Os dados coletados são fundamentais para a realização de futuros estudos visando à manutenção ecológica das áreas estudadas e à conservação das espécies de fungos zigospóricos.

1.1 OBJETIVOS

1. 1. 1 Objetivo geral

Conhecer e comparar as comunidades de fungos zigospóricos do solo de áreas de Mata Atlântica, nativas e antropizadas, do Nordeste brasileiro.

1. 1. 2 Objetivos específicos

Determinar a riqueza, diversidade, frequência de ocorrência e abundância relativa de espécies de fungos zigospóricos em diferentes ecossistemas da Mata Atlântica localizado nos Estados de Alagoas e Bahia.

2 FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA

2.1 MUCOROMYCETA Tedersoo, Koljalg, Bahram, Doring, Schigel, T. May, Sanchez-Ramirez, M. Ryberg & Abarenkov.

O sub-reino Mucoromyceta foi proposto por Tedersoo *et al.* (2018) para abrigar parte das espécies pertencentes ao tradicional filo Zygomycota Moreau, atualmente desconsiderado por ser polifilético (JAMES *et al.*, 2006; HIBBETT *et al.*, 2007). Esse sub-reino comporta quatro filos: Calcarisporiellomycota Tedersoo, Koljalg, Bahram, Doring, Schigel, T. May, Sanchez-Ramirez, M. Ryberg & Abarenkov, Glomeromycota C. Walker & A. Schußler, Mortierellomycota Tedersoo, Koljalg, Bahram, Doring, Schigel, T. May, Sanchez-Ramirez, M. Ryberg & Abarenkov e Mucoromycota Doweld.

A maioria das espécies desse sub-reino são caracterizadas por se reproduzirem sexualmente por conjugação gametangial (KENDRICK, 2000), com a consequente formação de zigosporo, esporo sexuado produzido dentro de um zigosporângio. A reprodução assexuada pode envolver a formação de aplanosporos e/ou clamidosporos, sendo os primeiros produzidos no interior de esporângios, esporangíolos e merosporângios (BENJAMIN, 1979; ALEXOPOULOS, 1996). A maior parte das espécies de Mucoromyceta exibem modos nutricionais associados às plantas, sendo endofíticas, simbioses, patógenas e decompositoras, enquanto a minoria pode ter relações com animais, estando associadas a infecções, parasitismo e predação (SPATAFORA *et al.*, 2016). Os zigosporos tendem a ser globosos, lisos ou ornamentados, com células suspensoras, com ou sem apêndices (SPATAFORA *et al.*, 2016; TEDERSOO *et al.*, 2018). As hifas são tipicamente cenocíticas, com septos separando estruturas de reprodução ou irregularmente espaçados, em hifas envelhecidas e/ou injuriadas. O filo Glomeromycota inclui os fungos micorrízicos arbusculares, formadores de glomerosporos terminais, laterais e intercalares nas hifas especializadas, com esporos produzidos diretamente no solo ou em raízes, formando arbúsculos responsáveis pela absorção e transferência de nutrientes (SPATAFORA *et al.*, 2016).

2.2 MUCORALES SCHRÖTER

Mucorales é uma das três ordens pertencentes ao filo Mucoromycota Doweld (TEDERSOO *et al.*, 2018) e abriga o maior número de espécies (cerca de 210) descritas nesse filo (WIJAYAWARDENE *et al.*, 2018). Essa ordem abrangia três famílias: Chaetocladiaceae Sred., Piptocephalidaceae Sred. e Mucoraceae Fr., pertencentes à desconsiderada classe Zygomycetes G. Winter (VAN TIEGHEM, 1878). Posteriormente, novas famílias foram adicionadas: Choanephoraceae J. Schröt., Cunninghamellaceae Naumov ex R.K. Benj., Endogonaceae Paol., Kickxellaceae Linder, Mortierellaceae A. Fisch., Mucoraceae Dumort., Pilobolaceae Corda e Thamnidaceae Fitzp. (HESSELTINE, 1955). Em seguida,

Dimargaritaceae R.K. Benj., Helicocephalidaceae Boedijn, Radiomycetaceae Hesselt. & J.J. Ellis, Saksenaeaceae Hesselt. & J.J. Ellis e Syncephalastraceae Naumov ex R.K. Benj. foram adicionadas por Benjamin (1959), Boedijn (1959) e Ellis & Hesseltine (1974). Dimartariales R.K. Benjamin, Endogonales, Kickxellales Kreisel ex R.K. Benjamin e Zoopagales Bessey ex R.K. Benjamin, deixaram de ser famílias e tornaram-se ordens (BENNY, 2009).

Esse grupo de fungos apresenta ampla distribuição e tem sido reportado comumente no solo, em excrementos de herbívoros, grãos estocados e frutos (de SOUZA *et al.*, 2017), e as espécies, em geral, exibem rápido crescimento em meios pobres em nutrientes, pois degradam preferencialmente açúcares simples, embora algumas possam degradar hemicelulose e outros carboidratos complexos (DIX & WEBSTER, 1995; KENDRICK, 2000). A principal função ecológica das espécies de Mucorales é o processo de biodegradação de material orgânico vegetal ou animal, liberando no substrato enzimas como amilases e inulinases (SANTIAGO & SOUZA-MOTTA, 2006), xilanases, celulasas (de SOUZA, 2018), além do sistema enzimático quitinolítico e glicolítico, capaz de degradar quitina e quitosana (BATTAGLIA *et al.*, 2011).

Táxons de Mucorales em geral formam micélio de crescimento rápido cotonoso, constituído por hifas ramificadas e cenocíticas, quando jovens, tornando-se irregularmente septadas quando envelhecem (SPATAFORA *et al.*, 2016). Rizoides e/ou estolões nas hifas vegetativas são comuns para alguns gêneros (ex. *Absidia* Tiegh., *Cunninghamella* Matr., *Gongronella* Ribaldi, *Lichtheimia* Vuill. e *Rhizopus* Ehrenb.) (KIRK *et al.*, 2008). A reprodução assexuada ocorre pela formação de aplanosporos produzidos no interior de esporângios, merosporângios ou esporangíolos, com diferentes cores, formas e tamanhos (VIRIATO, 2003). Clamidósporos são comumente produzidos por várias espécies de Mucorales, enquanto artrósporos (formados pela fragmentação do micélio) ou blastosporos (restritos às espécies dimórficas) são raros. Os esporângios possuem columelas de várias formas: piriformes, aplanadas, cilíndricas, globosas, subglobosas, ovóides a obovóides, como as encontradas em *Rhizopus*, *Absidia* e *Gongronella*. Os esporangíolos podem apresentar columelas, como em *Backusella*, ou podem surgir de vesículas, como em *Cunninghamella*. Os merosporângios são formados sobre vesículas, a exemplo de *Syncephalastrum* J. Schröt. (KIRK *et al.*, 2008). A reprodução sexuada é realizada pela produção do zigosporo no interior do zigosporângio, formado após a fusão de gametângios que originam as células suspensoras opostas ou apostas (BENNY, 2009).

Espécies de Mucorales podem parasitar outros fungos, como membros de *Parasitella* Bainier (BENNY, 2009), ou serem fitopatógenos, infectando frutos, raízes, folhas, caules e flores, ocasionando perdas econômicas para a agricultura (OLIVERIA *et al.*, 2016). Algumas espécies podem causar infecções sistêmicas, cutâneas, rino-orbitais-cerebrais e subcutâneas, em seres humanos, sendo conhecidas como mucormicoses (PANDEY *et al.*, 2018), acometendo, em maioria, indivíduos imunocomprometidos. Em geral, as mucormicoses são causadas por

táxons de *Mucor* Fresen. (BRETTHOLZ & MCCAULEY, 2018), *Rhizomucor* Lucet & Costantin (GUINEA *et al.*, 2017) e *Rhizopus* (KENNEDY *et al.*, 2016; PANDEY *et al.*, 2018), embora infecções por espécies de *Absidia*, *Apophysomyces* P.C. Misra, K.J. Srivast. & Lata, *Saksenaea* E. Álvarez, Cano, Stchigel & Guarro (LELIEVRE *et al.*, 2014), *Lichtheimia* Vuill. (SCHWARTZE *et al.*, 2014), *Syncephalastrum* J. Schröt. e *Cunninghamella* (YANG *et al.*, 2016; GUINEA *et al.*, 2017) tenham sido reportadas.

Em contrapartida, os Mucorales são benéficos nos âmbitos biotecnológico, pela produção de enzimas como amilases, protease (ALVES *et al.*, 2002) e lipases (SALES, 2018), e ambiental, na recuperação de áreas degradadas, visto a comprovada eficiência da utilização de algumas espécies para biorremediar compostos tóxicos, como pireno (KENJI SHIOSAKI, 2004). A produção de biosurfactantes/bioemulsificantes, importantes para indústrias farmacêutica, têxtil e de alimentos, bem como para recuperação de áreas degradadas por petróleo e derivados, também foi reportada em algumas espécies dessa ordem (ANDRADE SILVA, 2014; de SOUZA MENDONÇA *et al.*, 2019). Além disso, táxons de Mucorales produzem quitosana, que inibe o crescimento de *Colletotrichum asianum* Prihast., L. Cai & K.D. Hyde, *C. fructicola* Prihast., L. Cai & K.D. Hyde e *C. tropicale* E.I. Rojas, S.A. Rehner & Samuels. que causam antracnoses em frutos (BERGER *et al.*, 2018).

2. 2. 1 *Absidia* Tiegh. e *Lichtheimia* Vuill

Espécies de *Absidia* são sapróbias, comumente isoladas do solo e de excrementos de herbívoros (BENNY, 2009). Morfologicamente, os táxons de *Absidia* caracterizam-se pela produção de esporangióforos eretos, simples, ramificados, dispostos em fascículos ou verticilos (cachos) que surgem a partir de estolões e exibem um septo simples abaixo do esporângio. Os rizóides são diferentes dos das espécies de *Rhizopus*, pois nunca são dispostos opostos ao esporangióforo (cachos) que surgem a partir de estolões e exibem um septo simples abaixo do esporângio. Os rizóides são diferentes dos das espécies de *Rhizopus*, pois nunca são dispostos opostos ao esporangióforo (HELSELTINE & ELLIS, 1964). Os esporângios são piriformes, com parede deliquescente e apófise visível. As columelas são cônicas, subglobosas ou hemisféricas com ou sem projeções localizadas na porção superior e os esporangiosporos são hialinos, não estriados, cilíndricos ou globosos a subglobosos. A reprodução sexuada ocorre por conjugação gametangial, formando o zigospórângio, produzindo um único zigosporo em seu interior. As células suspensoras que suportam o zigospórângio possuem apêndices (HOFFMANN *et al.*, 2007).

Espécies de *Absidia* foram tradicionalmente agrupadas de acordo com a forma dos esporangiosporos, sendo cilíndricos, globosos e ovóides (HELSELTINE & ELLIS, 1964; HELSELTINE & ELLIS, 1966). No entanto, desde que *Absidia* foi descrito (VAN TIEGHEM, 1876), algumas espécies foram transferidas para outros gêneros propostos posteriormente,

como *Tieghemella* Berl. & De Toni, *Mycocladus* Beauverie, *Proabsidia* Vuill., *Pseudo-Absidia* Bainier, *Lichtheimia* Vuill. e *Protoabsidia* Naumov. No entanto, com exceção de *Lichtheimia*, os outros cinco gêneros foram posteriormente sinonimizados com *Absidia* (HESSELTINE & ELLIS 1964; SCHIPPER, 1990; KIRK *et al.*, 2008).

Absidia recebeu atenção especial em trabalho de revisão realizado por Hoffmann *et al.* (2007) que, com base em estudos filogenéticos, morfológicos e fisiológicos, reclassificaram as espécies do gênero em três grupos: termotolerantes – *A. blakesleeana* Lendn., *A. corymbifera* (Cohn) Sacc. & Trotter e *A. hyalospora* (Saito) Lendn., com crescimento ótimo em 37°C, podendo chegar a 53°C; mesofílicas – *A. anomla* Hesselt. & J.J. Ellis, *A. coerulea* Bainier, *A. cuneospora* G.F. Orr & Plunkett, *A. cylindrospora* Hagem, *A. glauca* Hagem, *A. macrospora* Vánová, *A. pseudocylindrospora* Hesselt. & J.J. Ellis, *A. repens* Tiegh. e *A. spinosa* Lendn., com temperatura ótima de crescimento entre 25 e 34°C, sem crescimento a 37°C; e micoparasitas – *A. zychae* Hesselt. & J.J. Ellis e *A. parricida* Renner & Muskat, sendo potenciais parasitas de Mucorales, com temperatura ótima de crescimento entre 18 e 20°C, não crescendo a 30°C. Salienta-se que a descrição original de *Mycocladus verticillata* Beauverie, por Beauverie (1900), destaca essa espécie como termotolerante e com características idênticas às de *Absidia* (SANTIAGO *et al.*, 2014). Dessa forma, Hoffmann *et al.* (2007) reintroduziram o gênero *Mycocladus* para abrigar as espécies termotolerantes de *Absidia* que produzem células suspensoras dos zigospórângios sem apêndices, ficando estabelecidas como: *M. blakesleeanus* (Lendn.) J.H. Mirza, *M. corymbifer* (Cohn) J.K. Mirza, *M. ramosus* (Zopf) J.H. Mirza e *M. hyalosporaus* (Saito) J.H. Mirza. As espécies micoparasitas *A. parricida* Renner & Muskat, ex Hesseltine & J.J. Ellis e *A. zychae* Hesseltine & J.J. Ellis foram transferidas para *Lentamyces* Kerst. Hoffm. & K. Voigt (HOFFMANN & VOIGHT, 2009). Posteriormente, Hoffmann & Voigt (2009) transferiram todas espécies de *Mycocladus* para *Lichtheimia*, sendo consideradas: *L. corymbifera* (Cohn) Vuill., *L. blakesleeana* (Lendn.) Kerst. Hoffm., Walther & K. Voigt, *L. hyalospora* (Saito) Kerst. Hoffm., Walther & K. Voigt e *L. ramosa* (Zopf) Vuill. Nesse trabalho, a família Lichteimiaceae K. Hoffm., G. Walther & K. Voigt foi proposta. Em seguida, novas espécies de *Lichtheimia* foram descritas como: *L. ornata* (A.K. Sarbhoy) A. Alastruey-Izquierdo & G. Walther (ALASTRUEY-IZQUIERDO *et al.*, 2010), *L. sphaerocystis* A. Alastruey-Izquierdo & G. Walther e *L. brasiliensis* A.L. Santiago, Lima & Oliveira (SANTIAGO *et al.*, 2014).

Táxons de *Lichtheimia* são comumente isolados de plantas em decomposição e do solo (ALASTRUEY-IZQUIERDO *et al.*, 2010). *Lichtheimia corymbifera*, *L. ramosa* Vuill e *L. ornata* causam mucormicoses em humanos (PANDEY *et al.*, 2018). De acordo com Hoffmann *et al.* (2007) *L. corymbifera* e *L. ramosa* crescem rapidamente entre 37 e 42°C, podendo chegar a 53°C. Morfologicamente, espécies de *Lichtheimia* produzem esporangióforos eretos ou curvados e os septos subesporangiais (característicos de *Absidia*) não são comumente

encontrados. Os esporângios são multiesporados, esféricos ou subpiriformes, apofisados. As columelas possuem morfologia variada, sendo esféricas, hemisféricas, cônicas, com ou sem projeções. Os esporangiosporos são comumente subglobosos ou elipisoides (Hoffmann *et al.*, 2009). Sete espécies de *Lichtheimia* são aceitas: *L. blakesleeana*, *L. brasiliensis*, *L. corymbifera*, *L. hyalospora*, *L. ornata*, *L. ramosa* e *L. sphaerocystis* (SPECIES FUNGORUM, 2019).

Para o Brasil, foram isoladas quatro espécies de *Absidia*: *A. cylindrospora*, *A. pseudocylindrospora*, *A. repens* e *A. spinosa*, nas regiões Nordeste (Bahia, Maranhão, Pernambuco) e Sudeste (São Paulo), nos Domínios Fitogeográficos Caatinga, Cerrado e Mata Atlântica. Em relação à *Lichtheimia*, quatro espécies foram reportadas: *L. brasiliensis*, *L. corymbifera*, *L. hyalospora* e *L. ramosa*, na região Nordeste (Bahia, Maranhão, Pernambuco), nos domínios fitogeográficos Caatinga e Mata Atlântica (FLORA DO BRASIL 2020, EM CONSTRUÇÃO).

2. 2. 2 *Backusella* Hesselt. & J.J. Ellis

Espécies de *Backusella* apresentam características morfológicas diferenciadas das outras espécies de Mucorales, produzindo esporangióforos circinados (quando jovens) e eretos na maturidade, curtos e longos, com esporângios multiesporados centrais ou nos ramos curtos, com a formação de esporangiólos uniesporados e/ou multiesporados. São espécies tipicamente sapróbias, isoladas de solo, serapilheira e excrementos de herbívoros (BENNY, 2009; LIMA *et al.*, 2016).

Esse gênero foi primeiramente incluído em Mucoraceae Fr., devido às características morfológicas observadas por Ellis & Hesseltine (1969) em *Backusella circina* J.J. Ellis & Hesselt., como a produção de esporangiólos uni e multiesporados. Von Arx (1970) incluiu *Backusella* em Choanephoraceae J. Schröt. e Thamniaceae Fitzp., sendo esse gênero posteriormente transferido para Thamniaceae, por Pidoplichko & Milko (1971), pelas semelhanças morfológicas das espécies do gênero com as de *Thamnidium* Link. Em 2012, a família Backusellaceae K. Voigt & P.M. Kirk foi proposta (KIRK, 2012).

Até 2013, apenas *B. circina* J.J. Ellis & Hesselt., *B. lamprospora* (Lendn.) Benny & R.K. Benj. e *B. ctenidia* (Durrell & M. Fleming) Pidopl. & Milko ex Benny & R.K. Benj. (BENNY & BENJAMIN, 1975) eram reconhecidas. Entretanto, em um trabalho de revisão sobre a ordem Mucorales, com base características genéticas (regiões LSU e ITS do rDNA) e morfofisiológicas, Walther *et al.* (2013) transferiram nove espécies de *Mucor* que produzem esporangióforos recurvados, quando jovens, e eretos, quando maduros, para *Backusella*. Atualmente, *Backusella* compreende as seguintes espécies: *B. circina*, *B. lamprospora*, *B. grandis* (Schipper & Samson) Walther & de Hoog ($\equiv$ *M. grandis* Schipper & Samson), *B. granulispota* L.S. Loh (L.S LOH & KUTHUB, 2001), *B. indica* (Baijal & B.S. Mehrotra) Walther & de Hoog ($\equiv$ *M. recurvus* var. *indicus* Baijal & B.S. Mehrotra), *B. johorensis* L.S.

Loh, Nawawi & Kuthub (L.S LOH *et al.*, 2001), *B. oblongielliptica* (H. Nagan., Hirahara & Seshita ex Pidopl. & Milko) Walther & de Hoog ($\equiv$ *M. oblongiellipticus* H. Nagan., Hirahara & Seshita), *B. oblongispora* (Naumov) Walther & de Hoog ($\equiv$ *M. oblongisporus* Naumov), *B. recurva* (E.E. Butler) Walther & de Hoog ($\equiv$ *M. recurvus* E.E. Butler), *B. tuberculispora* (Schipper) Walther & de Hoog ($\equiv$ *M. tuberculisporus* Schipper) e *B. variabilis* (A.K. Sarbhoy) Walther & de Hoog ($\equiv$ *M. variabilis* A.K. Sarbhoy). *Backusella ctenidia* foi transferida para Mucoraceae como *M. ctenidius*.

Em seguida, novas espécies foram descritas: *B. gigacellularis* J.I. de Souza, Pires-Zottarelli & Harakava (SOUSA *et al.*, 2014), *B. constricta* D.X. Lima, C.A.F. de Souza & A.L. Santiago (LIMA *et al.*, 2016), *B. locustae* Hyang B. Lee, S.H. Lee & T.T.T. Nguyen (WANASINGHE *et al.*, 2018) e *B. azygospora* T.R.L. Cordeiro, Hyang B. Lee & A.L. Santiago (CROUS *et al.*, 2019).

Backusella spp. possuem a capacidade de produzir Beta-caroteno (PAPP *et al.*, 2009), ácidos graxos poliinsaturados (ex: *B. recurva*), a partir do melaço de cana de açúcar como fonte de carbono (LI *et al.*, 2008), na biossíntese de ácido gama linoléico (KLEMPOVA *et al.*, 2013).

Para o Brasil, *B. gigacellularis*, *B. lamprospora* e *B. variabilis* foram reportadas nas regiões Nordeste (Pernambuco) e Sudeste (São Paulo), no Cerrado e Mata Atlântica (FLORA DO BRASIL 2020, EM CONSTRUÇÃO).

2. 2. 3 *Cunninghamella* Matr.

Espécies de *Cunninghamella* são caracterizadas por produzirem colônias flocosas, algumas granuladas, inicialmente brancas, podendo tornarem-se cinzas-claras ou cinzas-escuras, com rápido crescimento. As hifas são cenocíticas, mas com septação irregular surgindo com o envelhecimento das colônias. Estolões podem estar presentes ou ausentes. Os rizóides são abundantes, formados em diversas partes da hifa e no micélio aéreo. Os esporóforos são eretos, com ramificações de padrões variados: verticiladas, pseudoverticiladas, monopodiais e simpodiais. Algumas espécies exibem ramificações de tamanhos diferentes no mesmo esporóforo. O esporóforo apresenta uma dilatação terminal, a vesícula, que pode ser globosa, subglobosa, clavada ou de forma irregular. Pedicelos são formados sobre as vesículas que portam os esporângios, podendo esses últimos serem hialinos a marrons, globosos, subglobosos, ovais ou lacrimiformes, cada um contendo um esporo. Clamidósporos são ausentes e zigospórangios podem ser globosos, subglobosos, com projeções e coloração escura (vinho a negra), uniesporados. As células suspensoras são opostas (ZHENG & CHEN, 2001).

Membros de *Cunninghamella* têm sido classificados, tradicionalmente, pelas características morfológicas, macroscópicas (cor e aspecto das colônias) e microscópicas, observando-se tamanho e coloração das vesículas, esporângios e pedicelos, bem como o padrão de ramificação dos esporóforos (ZHENG & CHEN, 2001). Nos últimos anos,

pesquisadores têm cada vez mais utilizado ferramentas moleculares para a identificação e proposição de espécies novas (GUO *et al.*, 2015).

De acordo com Hoffmann *et al.* (2013), *Cunninghamella* é monofilético sendo relacionado filogeneticamente próximo aos gêneros *Absidia*, *Halteromyces* Shipton & Schipper e *Chlamydoabsidia* Hesselt. & JJ Ellis. Zheng & Chen (2001) monografaram o gênero e determinaram onze espécies e quatro variedades: *C. bertholletiae*, *C. elegans* Lendn., *C. binariae* R.Y. Zheng, *C. blakesleeana* Lendn., *C. clavata* R.Y. Zheng & G.Q. Chen, *C. homothallica* Komin. & Tubaki, *C. intermedia* K.B. Deshp. & Mantri, *C. multiverticillata* R.Y. Zheng & G.Q. Chen, *C. phaeospora* Boedijn, *C. septata* R.Y. Zheng e *C. vesiculosa* P.C. Misra, *C. echinulata* var. *antarctica* (Caretta & Piont.) R.Y. Zheng & G.Q. Chen, *C. echinulata* var. *echinulata* (Thaxt.) Thaxt. ex Blakeslee, *C. echinulata* var. *nodosa* R.Y. Zheng e *C. echinulata* var. *verticillata* (F.S. Paine) R.Y. Zheng & G.Q. Chen.

Em recentes estudos, duas novas espécies foram descritas: *C. bigelovii* Z. H. Xin, Y. Hui Zhao & Hui Wang, descrita por Guo *et al.* (2015) como endófito de *Salicornia bigelovii* Torr., e *C. gigacellularis* A.L. Santiago, C.L. Lima & C.A. de Souza, isolada de solo (HYDE *et al.*, 2016).

Esse gênero compreende espécies comumente encontradas em solos, grãos estocados e excrementos de herbívoros (BENNY, 2009). *Cunninghamella bertholletiae* é causadora de mucormicose em pacientes imunocomprometidos (SU *et al.*, 2016), produzindo infecções severas (GONZÁLEZ-ABAD & SANZ, 2013) e atacando as vias respiratórias (CARCELLER *et al.*, 2014). Outras espécies do gênero, como *C. blakesleeana*, *C. echinulata* e *C. elegans* são raramente envolvidas em casos de mucormicose (YU *et al.*, 2015). Em contrapartida, espécies desse gênero possuem grande utilidade na biotecnologia, na produção de biosurfactantes/bioemulsificantes (SILVA *et al.*, 2014), inulinases (SANTIAGO & SOUZA-MOTTA, 2006), tanases (PAIVA *et al.*, 2019) e nos processos de biorremediação de solo, com a retirada de compostos tóxicos derivados dos hidrocarbonetos aromáticos policíclicos (BABU *et al.*, 2019) e no tratamento de efluentes (DE OLIVEIRA CARVALHO *et al.*, 2019).

No Brasil, foram isoladas cinco espécies: *C. blakesleeana*, *C. echinulata*, *C. elegans*, *C. phaeospora* e *C. gigacellularis* nas seguintes regiões: Nordeste (Bahia, Pernambuco, Rio Grande do Norte), Sudeste (São Paulo), nos domínios fitogeográficos Caatinga, Cerrado e Mata Atlântica (FLORA DO BRASIL 2020, EM CONSTRUÇÃO).

2. 2. 4 *Gongronella* Ribald

Espécies de *Gongronella* são comumente isoladas do solo (BENNY, 2009), apresentando colônias de crescimento lento formadas por hifas hialinas, com rizóides e estolões pobremente desenvolvidos. Os esporangióforos são eretos ou circinados, ramificados e septados e os esporângios são globosos, com parede deliquescente ou resistente. As columelas têm

tamanhos reduzidos e são globosas, subglobosas ou inconspícuas, com apófises globosas, subglobosas, elípticas ou campanuladas. Os esporangiosporos são hialinos, elípticos, em forma de rim ou de gota de água. Os zigospórângios são negros, ornamentados e com células suspensoras opostas, sem apêndices (HESSELTINE & ELLIS, 1964).

Gongronella foi proposto para acomodar *G. urceolifera* Ribaldi (atualmente *G. butleri* Lendn.) que compartilhava características semelhantes às das espécies descritas em *Absidia* como, por exemplo, a formação de uma apófise abaixo do esporângio, propondo que a espécie fosse sinônima de *A. butleri* Lendn. (ADAMČÍK *et al.*, 2015). Posteriormente, Peyronel & Dal Vesco (1955) e Pici (1955) transferiram *A. butleri* para *Gongronella* com base na presença de uma apófise semelhante à observada na espécie tipo e *Gongronella lacrispora* foi descrita por Hessestine & Ellis (1961). Em estudos recentes, cinco novas espécies foram descritas: *G. guangdongensis* F. Liu, T. T. Liu & L. Cai (ADAMČÍK *et al.*, 2015), *G. koreana* Hyang B. Lee & T.T.T. Nguyen (ARIYAWANSA *et al.*, 2015), *G. orasabula* Hyang B. Lee, K. Voigt, P.M. Kirk & T.T.T. Nguyen (HYDE *et al.*, 2016), *G. brasiliensis* C.A.F. de Souza, D.X. Lima & A.L. Santiago (TIBPROMMA *et al.*, 2017) e *G. sichuanensis* Zhi.Y. Zhang, Y.F. Han, W.H. Chen & Z.Q. Liang (ZHANG *et al.*, 2019).

Espécimes de *Gongronella* são amplamente utilizados na indústria biotecnológica devido à capacidade dos mesmos para a produção de enzimas (STREIT *et al.*, 2009), como β -glucosidase e xilanase (SANTOS *et al.*, 2016). Além disso, táxons desse gênero são capazes de degradar o fungicida metalaxil (MARTINS *et al.* 2017) e produzir ácidos orgânicos derivados do ácido 2 - pentenodioico (AKONE *et al.*, 2014), além de exibirem a capacidade de aumentar a produção de lacase por *Coprinopsis cinerea* (Schaeff.) Redhead, Vilgalys & Moncalvo.

Para o Brasil, *G. butleri* e *G. lacrispora* foram isoladas da região Nordeste (Pernambuco), nos domínios fitogeográficos Caatinga e Mata Atlântica (FLORA DO BRASIL 2020, EM CONSTRUÇÃO), além de *G. brasiliensis*, que foi isolada em Pernambuco, município de Taquaritinga do Norte.

2. 2. 5 *Isomucor* J. I Souza, Pires-Zottar. & Harakava

Esse gênero abriga espécies que produzem esporangióforos sem apófise, simples ou monopodialmente ramificados, com esporângios globosos e columelas evidentes. As ramificações portam esporangiólos multiesporados, globosos e com columelas. Os esporangiosporos são globosos, esféricos, verrucosos e zigospórângios não foram evidenciados (de SOUZA *et al.*, 2012). O gênero possui duas espécies: *I. trufemiae* J.I. Souza, Pires-Zottar. & Harakava e *I. fuscus* (Berk. & M.A. Curtis) J.I. Souza, Pires-Zottar. & Harakava, e ambas produzem colônias cinzas ou castanho-acinzentadas escuras, de até 15 mm de altura e esporângios globosos para subglobosos, sendo comuns no solo (SOUZA *et al.*, 2012). *Isomucor fuscus* foi descrito como *M. fuscus* Bainier, em 1903. No entanto, com base em estudos

filogenéticos e morfológicos, de SOUZA *et al.* (2012) transferiram *M. fuscus* para o *Isomucor*.

Para o Brasil, as duas espécies de *Isomucor* foram descritas no Sudeste (São Paulo), em uma área de Cerrado, na Paraíba e em Pernambuco (FLORA DO BRASIL 2020, EM CONSTRUÇÃO).

2. 2. 6 *Mucor* Fresen.

Espécies de *Mucor* exibem, em geral, colônias algodonosas, de crescimento rápido, podendo ser brancas, amarelas, marrons ou cinzas. Os esporangióforos são hialinos, simples, simpodialmente e/ou monopodialmente ramificados e se dilatam na porção apical, formando columelas de formas variadas, envolvidas por esporângios terminais não apofisados, globosos e/ou subglobosos (SCHIPPER, 1978). Os esporangiosporos apresentam parede lisa ou rugosa, com formas variadas. Poucas espécies apresentam rizoides e estolões não são produzidos (SCHIPPER, 1978; BENNY, 2014). Clamidósporos e zigosporângios podem estar presentes (SCHIPPER, 1978).

Schipper (1973, 1975, 1976, 1978) monografou esse gênero, descrevendo 39 táxons, incluindo quatro variedades e onze formas. Jacobs & Botha (2008) descreveram uma nova espécie, *M. renisporus* K. Jacobs & Botha, enquanto Álvarez *et al.* (2011) descreveram duas novas espécies: *M. velutinosus* E. Álvarez, Stchigel, Cano, Deanna A. Sutton & Guarro e *M. ellipsoideus* E. Álvarez, Cano, Stchigel, Deanna A. Sutton & Guarro. Em seguida, novas espécies de *Mucor* foram descritas: *M. caatinguensis* A.L. Santiago, C.A. de Souza & D.X. Lima, *M. koreanus* Hyang B. Lee, S.J. Jeon & T.T.T. Nguyen, *M. merdicola* C.A. de Souza & A.L. Santiago (LI *et al.*, 2016), *M. souzae* C.A. de Souza, D.X. Lima & A.L. Santiago (DE SOUZA *et al.*, 2018), *M. pernambucoensis* C.L. Lima, D.X. Lima & A.L. Santiago (LIMA *et al.*, 2018), *M. septatum* C.A. de Souza, T.R. Cordeiro & A.L. Santiago (DE SOUZA *et al.*, 2018) e *M. circinatus* D.X. Lima, G. Walther & A.L. Santiago (LIMA *et al.*, 2017).

Espécies de *Mucor* podem ser encontradas no solo, em excrementos de animais, plantas, frutos e vegetais em decomposição, além de serem contaminantes comuns em laboratórios. Podem causar infecções no homem, como *M. irregularis* Stchigel, Cano, Guarro & E. Álvarez e *M. racemosus* Bull. (LIANG *et al.*, 2017; GARCÍA-SEPÚLVEDA *et al.*, 2017), em anfíbios, bovinos e suínos (ex: *M. circinelloides* Tiegh., *M. indicus* Lendn., *M. ramosissimus* Samouts., *M. irregularis* e *M. amphibiorum* Schipper), sendo a temperatura ideal para o crescimento das espécies contaminantes entre 30 e 36° C, porém, existem cepas isoladas de infecções humanas que são termotolerantes (MYCOLOGY ON-LINE, 2016). Além disso, existem espécies benéficas, a exemplo de *M. circinelloides*, que produz apocarotenóides a partir de β -caroteno por dioxigenases (ALCALDE *et al.*, 2019). Além de quitosana e lipídeos (ZININGA *et al.*, 2019), a produção de etanol por *M. indicus* foi reportada (MOLAVERDI *et al.*, 2019), enquanto *M. subtilissimus* foi citada como produtora de derivados da betulina (Li *et al.*, 2019).

Para o Brasil, 31 espécies de *Mucor* foram descritas no Nordeste (Paraíba, Pernambuco) e Sudeste (Minas Gerais, São Paulo), nos domínios fitogeográficos Caatinga, Cerrado e Mata Atlântica (FLORA DO BRASIL 2020, EM CONSTRUÇÃO).

2. 2. 7 *Rhizopus* Ehrenb.

Rhizopus é caracterizado por produzir esporângios multiesporados, com apófise discreta, no ápice do esporangióforos, estrutura de reprodução assexuada que surge do micélio aéreo ou do estolão. Os rizoides são frequentes, sendo opostos ao esporângio. Os zigospórângios, estruturas de reprodução sexuada, são geralmente negros e com paredes ornamentadas, e as células suspensoras dos zigosporos não possuem apêndices (Zheng *et al.*, 2007; BENNY, 2009). Os espécimes de *Rhizopus* podem crescer entre 26 a 51 °C, sendo as colônias brancas com pontos negros, negras ou cinzas. Os esporangiosporos podem ou não exibir estriação (ZHENG *et al.*, 2007).

Em relação à classificação, com base em características morfológicas e fisiológicas, *Rhizopus* foi inicialmente dividido em três categorias: (1) grupo stolonifer - com duas espécies e quatro variedades: *R. sexualis* var. *sexualis* (G. Sm.) Callen, *R. sexualis* var. *americanos* Hesselt. & J.J. Ellis, *R. stolonifer* var. *stolonifer* (Ehrenb.) Vuill. e *R. stolonifer* var. *lyococcus* (Ehrenb.) Stalpers & Schipper; (2) grupo *Rhizopus oryzae* Went & Prins. Geerl. – Constituído por apenas essa espécie, atualmente *R. arrhizus* A. Fisch. (SCHIPPER, 1984); (3) grupo microsporus - formado por *R. homothallicus* Hesselt. & J.J. Ellis, *R. microsporus* var. *microsporus* Tiegh., *R. microsporus* var. *rhizopodiformis* (Cohn) Schipper & Stalpers, *R. microsporus* var. *oligosporus* (Saito) Schipper & Stalpers e *R. microsporus* var. *chinensis* (Saito) Schipper & Stalpers (SCHIPPER & STALPERS, 1984).

Após as classificações propostas por Schipper (1984) & Schipper & Stalpers (1984), Abe *et al.* (2006), a partir de análises filogenéticas, confirmaram as espécies de *Rhizopus* como pertencentes aos três grupos propostos pelos autores supracitados, tendo algumas sido acrescentadas após 1984, como segue: (1) grupo microsporus - *R. schipperae* Weitzman, McGough, Rinaldi & Della-Latta, *R. azygosporus* G.F. Yuan & S. C. Jong, *R. caespitosus* Schipper & Samson, *R. homothallicus*, *R. microsporus* var. *chinensis*, *R. microsporus* var. *oligosporus*, *R. microsporus* var. *rhizopodiformis*; (2) grupo stolonifer - *R. sexualis* var. *sexualis*, *R. sexualis* var. *americanos*, *R. stolonifer* var. *stolonifer* e *R. stolonifer* var. *lyococcus*; (3) grupo oryzae - *R. oryzae* (atualmente, *R. arrhizus* var. *arrhizus*).

Setenta táxons de *Rhizopus* foram analisados por Zheng *et al.* (2007), que os classificaram com base em estudos morfofisiológicos em dez espécies e nove variedades: *R. americanus*, *R. arrhizus* var. *arrhizus*, *R. arrhizus* var. *delemar* (Boidin ex Wehmer & Hanzawa) J.J. Ellis, *R. arrhizus* var. *tonkinensis* (Vuill.) R.Y. Zheng & X.Y. Liu, *R. caespitosus*,

R. homothallicus, *R. microsporus* var. *microsporus*, *R. microsporus* var. *azygosporus*, *R. microsporus* var. *chinensis*, *R. microsporus* var. *oligosporus*, *R. microsporus* var. *rhizopodiformis*, *R. microsporus* var. *tuberosus* R.Y. Zheng & G.Q. Chen, *R. niveus* M. Yamaz., *R. reflexus* Bainier, *R. Schipperae*, *R. sexualis* (G. Sm). Callen e *R. stolonifer*. Segundo Dolatabadi *et al.* (2014), as variedades de *R. microsporus* são sinônimas e devem ser tratadas apenas como *R. microsporus* de acordo com dados moleculares, morfológicos e fisiológicos.

Espécies de *Rhizopus* estão relacionados com a fermentação de alimentos, a exemplo *R. oligosporus* (atualmente, *R. microsporus*), que produz “bolo prensado” tempeh (LÜCKE *et al.*, 2019). Na agricultura, são potenciais deterioradores de frutos, hortaliças, legumes e produtos estocados, como *R. stolonifer* (HERNÁNDEZ-LAUZARDO *et al.*, 2005). Algumas espécies podem causar mucormicoses, como *R. arrhizus* (ANTONOV *et al.*, 2015) e *R. microsporus* (citada como *R. rhizopodoformis*) (BHANSALI *et al.*, 2016).

Para o Brasil, foram isoladas quatro espécies: *R. arrhizus*, *R. homothallicus*, *R. microsporus* e *R. stolonifer*, nas regiões Nordeste (Alagoas, Bahia, Maranhão, Paraíba, Pernambuco) e Sudeste (São Paulo), nos domínios fitogeográficos Caatinga, Cerrado e Mata Atlântica (FLORA DO BRASIL 2020, 2019).

2. 2. 8 *Umbelopsis* Amos & H.L. Barnett

Espécies de *Umbelopsis* surgem a partir de uma vesícula, formando esporangióforos eretos ou verticilados com esporângios terminais uni ou multiesporados. Em geral, as colônias de *Umbelopsis* exibem colorações vináceas, vermelhas e ocráceas, e as columelas dos esporangióforos podem ser evidentes ou inconspícuas. Os esporangiósporos exibem formas variadas, angulares a globosos e subglobosos. Clamidosporos são presentes e abundantes e os zigosporângios são desconhecidos (BENNY, 2009).

Esse gênero foi inicialmente descrito como Deuteromycotina, por Amos & Barnett (1966), tendo sido proposto para acomodar *U. versiformis* Amos & Barnett. Posteriormente, *Umbelopsis* foi tratado como zigomiceto dentro de Mucorales por von Arx (1982). Muitas espécies de *Umbelopsis* foram descritas como *Micromucor* e *Mortierella*, tendo a separação das espécies nesses dois gêneros sido discutida por Yip (1986).

Meyer & Gams (2002) realizaram um estudo baseado em RFLP (ITS1 e LSU rDNA) e verificaram que todas as espécies conhecidas do grupo *Mortierella isabelina* (*Micromucor/Umbelopsis*), pertenciam a um único gênero, *Umbelopsis*, tendo sido então propostas *U. isabellina* (Oudem.) W. Gams, *U. ramanniana* (Möller) W. Gams e *U. autotrophica* (E.H. Evans) W. Gams, além da criação da família Umbelopsidaceae para abrigar essas espécies.

Existem 17 espécies de *Umbelopsis*: *U. angularis* W. Gams & M. Sugiy, *U.*

autotrophica, *U. changbaiensis* Y.N. Wang, X.Y. Liu & R.Y. Zheng, *U. dimorpha* Mahoney & W. Gams, *U. fusiformis* H.Y. Yip, *U. gibberispora* M. Sugiy., Tokum. & W. Gams, *U. isabellina*, *U. longicollis* (Dixon-Stew.) Y.N. Wang, X.Y. Liu & R.Y. Zheng, *U. nana* (Linnem.) Arx, *U. ovata* (H.Y. Yip) H.Y. Yip, *U. ramanniana*, *U. sinsidoensis* Hyang B. Lee & T.T.T. Nguyen, *U. swartii* H.Y. Yip, *U. versiformis* Amos & H.L., *U. vinacea* (Dixon-Stew.) Arx, *U. westeae* H.Y. Yip, *U. wiegerinckiae* Sand.-Den. Para o Brasil, na região Nordeste, em áreas de Caatinga, apenas *U. isabellina* foi isolada (FLORA DO BRASIL 2020, EM CONSTRUÇÃO).

Umbelopsis isabellina é caracterizada pela capacidade de acumular lipídeos, produzindo precursores de biodiesel a partir de resíduos agrícolas (MEEUWSE *et al.*, 2012). Grantina-Ievina *et al.* (2014) destacaram a produção de ácido araquidônico por espécimes de *U. isabellina* e *U. ramanniana*, além do estudo realizado com um extenso grupo do gênero *Mortierella*, sendo produzidos ácidos graxos poli-insaturados, destacando-se o ácido araquidônico, que é industrialmente utilizado. *Umbelopsis isabellina* apresenta potencial para a degradação dos poluentes nonilfenol (NP), o 4-terc-octilfenol (4-t-OP) e 4-cumilfenol (4-CP) (JANICKI *et al.*, 2016) e na produção de biodiesel (PAPANIKOLAOU *et al.*, 2019).

2. 3 ZOOPAGOMYCOTA Gryganskyi, M.E. Sm., Spatafora & Stajich e *Syncephalis* Tiegh. & G. Le Monn.

O filo Zoopagomycota compreende espécies saprofíticas e micoparasitas. Espécies de *Syncephalis* são formadoras de haustórios e parasitas de táxons de Mortierellales, Mucorales e alguns ascomicetos. Os mesporangióforos possuem rizoides basais e vesículas férteis apicais, nas quais são formados merosporângios com merosporos. Esses últimos podem exibir formas variadas, sendo lisos ou ornamentados. Os zigosporos são ornamentados com suspensores apostos, globosos a subglobosos. Podem ser isolados de qualquer habitat com o hospedeiro adequado, sendo comuns em excrementos e no solo (BENNY, 2009).

Com exclusão do filo Zygomycota, os táxons pertencentes a esse filo foram distribuídos entre quatro subfilos *incertae sedis*, e, dentre eles, Zoopagomycotina (HIBBETT *et al.*, 2007). Spatafora *et al.* (2016) definiram o filo Zoopagomycota com três subfilos: Entomophthoromycotina Humber, Kickxellomycotina Benny e Zoopagomycotina Benny, representando as espécies que divergiram mais tarde, dentre os fungos zigospóricos.

O gênero mais representativo em relação ao número de espécies dentro de Zoopagomycota é *Syncephalis* (família Piptocephalidaceae Sred.), com 65 espécies descritas (SPECIES FUNGORUM, 2019). Para o Brasil, foram isoladas: *S. cornu* Tiegh. & G. Le Monn., *S. aggregata* A.L. Santiago & Benny, *S. clavata* H.M Ho & Benny, *S. penicillata* Indoh, *S. asymmetrica* Tiegh. & G. Le Monn., *S. obliqua* H.M Ho & Benny, *S. tengi* S.H. Ou e *S. sphaerica* Tiegh, para o Nordeste (Pernambuco) e Sudeste (São Paulo), em áreas de Caatinga e

2. 4 MATA ATLÂNTICA

O nome popular dado à floresta tropical atlântica é Mata Atlântica, que inicialmente se estendia por 17 estados brasileiros (Alagoas, Bahia, Ceará, Espírito Santo, Goiás, Mato Grosso do Sul, Minas Gerais, Paraíba, Paraná, Pernambuco, Piauí, Rio de Janeiro, Rio Grande do Norte, Rio Grande do Sul, Santa Catarina, São Paulo e Sergipe), dos quais 14 são costeiros (SOS MATA ATLÂNTICA, 2016). Em Pernambuco, a distribuição da Mata Atlântica restringe-se à zona da mata, que se encontra em uma estreita área da planície costeira com cerca de 12.000 km de extensão e que se eleva a cerca de 30–120 m em relação ao nível do mar e se estende em direção ao interior do Estado, entre 60 km, no sul do estado, a 30 km no norte de Pernambuco. Para oeste, a zona da mata é limitada por diferentes cadeias de serras, em direção à formação adjacente de Caatinga do agreste (SCHESSL *et al.*, 2005). Embora alguns estudos citem que restam apenas 8,5% de áreas florestais acima de 100 hectares (SOS MATA ATLÂNTICA, 2016), Rezende *et al.* (2018) destacaram que restam 28% de remanescentes florestais, compreendendo 15 estados brasileiros, excluindo-se Tocantins e Piauí.

Trata-se de um domínio ameaçado, inserido como Patrimônio Nacional e Reserva da Biosfera pela UNESCO (SOS MATA ATLÂNTICA, 2016), sobretudo devido ao contínuo desmatamento, que ocasiona a perda de diversidade e o desaparecimento de espécimes de macro e micro-organismos, incluindo os fungos, muitos ainda desconhecidos para a ciência (REIS *et al.*, 1992). O Conselho Nacional do Meio Ambiente (CONAMA) aprovou, em 1992, o conceito de DOMÍNIO MATA ATLÂNTICA, por apresentar diferentes tipos florestais (MOURA, 2006).

A Mata Atlântica é caracterizada por um conjunto de formações vegetais, como floresta ombrófila densa, floresta ombrófila aberta, floresta ombrófila mista, floresta estacional semidecidual, floresta estacional decidual, savana, savana-estépica, mangue, estepe, áreas das formações pioneiras, refúgios vegetacionais, além de áreas de tensão ecológica, que são áreas na interface entre diversos ecossistemas submetidos ou não à ação antrópica (CAMPANILI & SCHAFFER, 2010). Da cobertura vegetal total da Mata Atlântica, somente 30% correspondem às áreas protegidas, sendo 9% devidamente protegidas e 21% de uso sustentável. Os 70% restantes são de responsabilidade do governo brasileiro, com 2.044.746 km representados por rios (REZENDE *et al.*, 2018). A área de superfície da Mata Atlântica alcançava 1,1 milhões de km², em 1500, e ocupava a faixa da costa atlântica, abrangendo o Rio Grande do Norte, Nordeste e a província de Misiones, na Argentina, com 4.000 km de extensão (CÂMARA, 2005).

2. 5 RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA (REBIO)

A REBIO de Pedra Talhada é uma Unidade de Conservação do Grupo de Proteção Integral criada com o apoio da associação Nordeste, em 1985, com o interesse de proteger os ecossistemas remanescentes da Mata Atlântica. No entanto, o projeto não possuía fins financeiros, não sendo implementado por falta de recursos financeiros. Tendo em vista a necessidade da criação de uma lei para viabilizar financeiramente a implementação desse projeto, aliada à crescente necessidade da realização de ações contra o desmatamento e exploração da floresta, a Associação Nordeste, a Secretaria de Planejamento e gestão, bem como o instituto de Meio Ambiente de Alagoas (IMA), estabeleceram, sob os cuidados do IBAMA, a Reserva Biológica de Pedra Talhada (REBIO) (ALMEIDA *et al.*, 2006). Com isso, a REBIO foi criada em 13 de dezembro de 1989, por meio do Decreto nº 98.524, com objetivo de proteger a Mata Atlântica e seus recursos naturais, estabelecida nos estados de Pernambuco e Alagoas, após a criação do Decreto Federal (DE MENEZES *et al.*, 2004).

A REBIO exhibe formações fitofisionômicas de Cerrado e Caatinga, abrangendo 4.500 ha (STUDER *et al.*, 2015). A Reserva é formada por floresta ombrófila submontana (brejo de altitude) ou estacional, com vegetação espinhosa e caducifólia, sendo considerada um refúgio biológico, situando-se em uma área de transição entre as fitofisionomias da Floresta Estacional e Caatinga, e representa encaves de florestas úmidas rodeadas por floresta seca. O clima úmido a super-úmido é resultante do relevo do Planalto da Borborema, que é responsável por impedir a passagem dos ventos oceânicos, ocasionando a captação da umidade do ar que retorna na forma de precipitações pluviométricas (RODAL *et al.*, 2008; STUDER *et al.*, 2015). A precipitação média anual da REBIO é de 1.628 mm, sendo maio e julho os meses com maiores precipitações, com 250 mm/mês, com estação seca de outubro a fevereiro, com menos de 50 mm/mês (STUDER *et al.*, 2015). A temperatura anual média da Reserva é de 25 °C (STUDER *et al.*, 2015).

A melhor maneira de garantir a proteção da biodiversidade é com a criação de áreas protegidas por leis, estabelecendo-se a manutenção e controle de espécies endêmicas e ameaçadas de extinção (STEHMANN *et al.*, 2009). Salienta-se que a REBIO de Pedra Talhada ainda não possui situação fundiária consolidada, com muitas famílias residindo na reserva (MENEZES *et al.*, 2004). Além disso, a prática da caça deliberada realizada pelos moradores da REBIO agrava a perda da biodiversidade da Mata Atlântica dessa Reserva Biológica (MENEZES *et al.*, 2004). No entanto, iniciativas educacionais, em que pesquisadores e/ou educadores levam o conhecimento e informação aos moradores sobre a importância da conservação e manejo dos recursos florestais da Reserva, têm sido realizadas com intuito de que não ocorram mais queimadas e caças. Contudo, ainda existe um longo caminho a ser percorrido, visto que a antropização é marcante na região (ALMEIDA *et al.*, 2006).

2. 6 PARQUE NACIONAL E HISTÓRICO DO MONTE PASCOAL (PARNAH)

Em 1943, no município de Porto Seguro, Bahia, foi criado o Parque Nacional e Histórico do Monte Pascoal, embora o nome estabelecido à época tenha sido “Parque Monumento Nacional de Monte Pascoal”. O Parque foi criado com objetivo de rememorar o fato histórico do descobrimento do Brasil, preservar a fauna e flora e atrair turismo ecológico, conservando a paisagem do lugar. O Decreto nº 242 de 29 de novembro de 1961, que criou o PARNAH, no Estado da Bahia, foi alterado pelo Decreto nº 3.421 de 20 de abril de 2000, tendo o Presidente do Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade consolidado a criação do Conselho Consultivo do PARNAH com a finalidade de estabelecer a contribuição dos órgãos governamentais para zelar pelo patrimônio ecológico brasileiro (UNIDADES DE CONSERVAÇÃO NO BRASIL, 2019).

O ICMBio retrata anualmente a ocorrência de incêndios e desmatamentos no PARNAH, sendo uma região ameaçada desde dos primórdios de 1500, e que vem tem sofrido os impactos da antropização. Salienta-se que a zona nativa (preservada) do Parque é constituída por tribos indígenas e animais ameaçados de extinção, além da fauna, a flora, funga e outros microorganismos que correm risco de extinção ou já foram extintos (ICMBIO , 2017).

A área do Parque abrange a Aldeia de Barra Velha, com vegetação de restinga conservada, florestas de restinga e praias pluviais dos rios Caraíva e Corumbau, campos de Mussununga constituindo o domínio Mata Atlântica, com floresta típica ombrófila densa (ICMBIO, 2019). O clima da região é típico Úmido Atlântico - Af, segundo a classificação de Köppen, e Equatorial, segundo a classificação de Gaussen. A paisagem é determinada por três unidades geomorfológicas: 1 – relevos isolados de gnaisses magmáticos e metamórficos; 2 – tabuleiro e serras de arenito sedimentares com vales profundos; 3 – planícies costeiras, praias e fundos de vales de sedimentos marinhos e fluviais (MMA, 2005). A temperatura anual média do PARNAH é em torno de 24 °C, sendo uniforme a moderadamente quente, não ultrapassando a 35 °C. As precipitações anuais médias são de 1.500 mm, uniformes ao longo do ano, sem déficit hídrico ou estação seca, sendo observados dois períodos de temperaturas mínimas, em agosto-setembro e janeiro-fevereiro, seco, e dois de temperaturas máximas, chuvoso, em março-abril e novembro-dezembro (ICMBIO, 2017).

2. 7 FUNGOS ZIGOSPÓRICOS DE SOLOS DE MATA ATLÂNTICA

Dentre os fungos zigospóricos, a ordem Mucorales é a maior em número de espécies descritas, as quais desempenham o papel de decompositoras iniciais (ruderais), ou seja, são pioneiras na ocupação do substrato a ser consumido, degradando preferencialmente os açúcares simples (DIX & WEBSTER, 1995). No solo, existem vários grupos de microorganismos e estima-se que cerca de 7000 espécies de fungos sejam típicas desse substrato (BRIDGE &

SPOONER 2001).

Os poucos estudos de Mucorales em solos da Mata atlântica brasileira são fragmentados, tendo sido iniciados na década de 1980, no estado de São Paulo, por Trufem (1981), que descreveu *A. cylindrospora* Hagem, *A. pseudocylindrospora* Hesselt. & J.J. Ellis, *A. repens* Tiegh., *A. spinosa* var. *biappendiculata* Rall & Solhem (*A. spinosa* Lendn.), *Circinella angarensis* (Schostak.) Zycha, *C. muscae* (Sorokin) Berl. & De Toni, *C. rigida* G. Sm. (atualmente *Mucor durus* Walther & de Hoog), *C. simplex* Tiegh. (atualmente *M. circinatus* D.X. Lima, G. Walther & A.L. Santiago), *M. bainieri* B.S. Mehrotra & Baijal, *C. echinulata* (Thaxt.) Thaxt., *C. elegans* Lendn., *G. butleri* (Lendn.) Peyronel & Dal Vesco, *R. arrhizus* A. Fish (citada como *R. oryzae*), *R. stolonifer* (Ehrenb.) Vuill. (como *R. nigricans*), *M. corticolus* Hagem (*M. corticola*), *M. fuscus* Bainier (atualmente *Isomucor fuscus*), *M. fragilis* Bainier, *M. genevensis* Lendn., *M. heterosporus* A. Fisch. (atual *Backusella tuberculispora* (Schipper) Walther & de Hoog), *M. hiemalis*, *M. mousanensis* Baijal & B.S. Mehrotra, *M. piriformis* A. Fisch, *M. rufescens* A. Fisch. (*M. odoratus* Treschew) e *M. suhagiensis* M.D. Mehrotra.

Schoenlein-Crusius & Milanez (1997) relataram 90 táxons de fungos de solo na Reserva Biológica do Alto da Serra de Paranapiacaba, Santo André, São Paulo, sendo seis de fungos mucoráceos, tendo sido isoladas: *A. cylindrospora*, *M. circinelloides* f. *janssenii* (Lendner) Schipper, *M. hiemalis* f. *hiemalis* Wehmer, *Rhizopus arrhizus*, *Z. macrocarpus* Ling-Young (atualmente *M. megalocarpus* Walther & de Hoog) e *Z. moelleri* Vuill. [atualmente *M. moelleri* (Vuill.) Lendn.].

Dos Santos *et al.* (1998) estudaram a ocorrência de espécies de Mucorales do solo de três áreas, sendo uma delas um remanescente da Mata Atlântica, na Ilha dos Eucaliptos, na represa de Guarapiranga, São Paulo. Foram isolados nove táxons: *Absidia* sp., *Backusella lamprospora*, *Circinella* sp., *Cunninghamella* sp., *C. elegans*, *C. phaeospora*, *M. hiemalis* f. *hiemalis*, *R. oryzae* (atualmente *R. arrhizus*), *R. stolonifer*, sendo *C. phaeospora* a mais frequente.

No domínio Mata Atlântica, Schoenlein-Crusius *et al.* (2006) relataram 36 espécimes de fungos mucoráceos em solo no município de Cubatão, em São Paulo, entre 1993 e 1995, e quatro em folheto, incluindo *A. repens* Tiegh., *C. simplex* (atualmente *M. circinatus*), *C. blakesleeana* Lendn., *C. echinulata*, *C. polymorpha* Pispék, sendo *M. amphibiorum* Schipper, *M. pravagensis* Mehrotra & Nand ex Schipper e *Parasitella parasitica* (Bain.) Syd. primeiras ocorrências para o Brasil.

Solos contaminados por metais tóxicos, em Santa Gertrudes, São Paulo, foram estudados quanto à diversidade de Mucorales por de Souza *et al.* (2008), que descreveram: *A. cylindrospora* var. *cylindrospora*, *C. phaeospora*, *M. bainieri* B.S. Mehrotra & Baijal, *M. circinelloides* f. *circinelloides*, *M. circinelloides* f. *janssenii*, *M. hiemalis*, *M. lusitanicus* Bruderl. [como *M. circinelloides* f. *lusitanicus* (Bruderlein) Schipper], *M. luteus* (como *M.*

hiemalis f. *luteus*) e *Z. Moelleri* (atualmente *M. moelleri*). *Mucor bainieri* foi citada como um primeiro registro para o Brasil.

De Siqueira (2011) analisou amostras de solo de Goiana, identificando *C. echinulata* var. *antarctica*, *C. echinulata* var. *echinulata*, *C. echinulata* var. *verticillata*, *C. elegans*, *M. hiemalis*, *M. luteus*, *M. subtilissimus*, *R. arrhizus* var. *arrhizus*, *R. arrhizus* var. *tonkinensis*, *R. microsporus* var. *microsporus* e *S. racemosum*.

Um estudo realizado por Lima *et al.* (2018) revelou uma nova espécie, *Backusella constricta* D.X. Lima, C.A.F. de Souza & A.L. Santiago, isolada de solo na Reserva Ecológica da Mata Atlântica, em Dois Irmãos, Recife, Pernambuco, Brasil, tendo nove espécies de Mucorales sido descritas neste domínio, *Absidia cylindrospora* var. *cylindrospora*, *B. constricta*, *M. circinatus*, *C. phaeospora*, *G. butleri*, *M. hiemalis*, *R. arrhizus* var. *arrhizus*, *R. microsporus* e *Syncephalastrum racemosum*.

3 MATERIAIS E MÉTODOS

3.1 ÁREAS DE ESTUDO

As amostras de solo da Mata Atlântica foram coletadas na Reserva Biológica de Pedra Talhada (REBIO) (Figura 1), em Alagoas, e no Parque Nacional e Histórico do Monte Pascoal (PARNAH) (Figura 2), Bahia.

A REBIO apresenta uma área de 4.469 ha que se distribui pelos municípios de Quebrangulo e Chã Preta, em Alagoas, e Lagoa do Ouro e Correntes, em Pernambuco (36°22' a 36°28'W, 9°11' a 9°16'S). Situa-se em uma área de transição entre as fitofisionomias da Floresta Estacional e Caatinga e representa encaves de florestas úmidas rodeadas por floresta seca. O clima do local é marcado por duas estações características: a seca, que ocorre de outubro a fevereiro, e a chuvosa, entre março a agosto (ICMBIO, 2017). A precipitação média anual da REBIO é de 1.628 mm, sendo maio e julho os meses com maiores precipitações, com 250 mm/mês, com estação seca de outubro a fevereiro, com menos de 50 mm/mês (STUDER *et al.*, 2015). A temperatura anual média da Reserva é de 25 °C (STUDER *et al.*, 2015).

A área é dividida em seis zonas, em duas das quais a pesquisa foi conduzida: nativa e antropizada. Na zona nativa, os três transectos foram traçados da porção média até a porção mais alta do parque, distantes em relação aos transectos antropizados. Existem trilhas que levam aos transectos, e, nessas trilhas, o solo é exposto, devido ao uso por agricultores, portanto a zona nativa também sofre com os processos de antropização, mas comparada com a zona antropizada, a nativa apresenta menos influência humana. No entanto, ao adentrar nas parcelas, verifica-se que o solo é coberto por serapilheira mista e com folhas em diferentes estágios de degradação. Em geral, a área é composta por vegetação nativa (floresta ombrófila submontana), predominantemente por troncos medianos e algumas árvores de troncos grossos, com pouca

iluminação. Na zona antropizada, o primeiro transecto foi traçado na entrada do parque, sendo uma área levemente exposta ao sol. Nesta área, é possível encontrar estruturas de irrigação que levam água da barragem, localizadas dentro do parque, para fora, existindo mais duas estruturas de irrigação. O local aberto e exposto ao sol, composto por árvores de troncos finos, cobertura de serapilheira mais fina, com áreas de pastagem recém desapropriadas, com plantações de capim. As coletas foram realizadas em áreas de pastagem e próxima às residências.

O PARNAH está inserido no extremo sul do Estado da Bahia, no município de Itamarajú (16°55' a 16°45'W, 39°08' a 39°30'S). Essa unidade apresenta uma área de 22.500 ha e se trata de uma área de Mata Atlântica com campos naturais, restingas, brejos e mangues. O clima é do tipo superúmido com precipitações variando entre 1.400 e 1.800 mm/ano. As precipitações anuais médias são de 1.500 mm, uniformes ao longo do ano, sem deficit hídrico ou estação seca, sendo observados dois períodos de temperaturas mínimas, em agosto-setembro e janeiro-fevereiro, seco, e dois de temperaturas máximas, chuvoso, em março-abril e novembro-dezembro (ICMBIO, 2017).

A área é dividida em sete zonas, em duas das quais a pesquisa foi conduzida (zona nativa e antropizada) (ICMBIO, 2017). A zona nativa está localizada na entrada do parque, formada por árvores de troncos medianos e/ou grossos, característicos de mata secundária. A exposição ao sol é mínima, já que as árvores conseguem cobrir bem a área, pois são altas. A serapilheira é levemente densa. Árvores de troncos finos também são visíveis na zona nativa (floresta ombrófila densa), sendo levemente expostas ao sol, pois a mata é fechada e densa, parecida com a composição da zona nativa da Reserva Ecológica de Pedra Talhada. A zona antropizada se encontra em meio a plantações de cacau e coco. São áreas abertas, com elevada exposição ao sol, com áreas de recuperação, compostas por mata de sucessão primária, com plantas baixas, de tronco fino, sendo o solo exposto ao sol. As coletas foram realizadas próximas às residências e plantações.

As informações sobre as áreas de coleta foram fornecidas por Isaías de Oliveira Júnior, responsável pelas coletas de líquens na REBIO e no PARNAH.

As primeiras expedições de coletas foram realizadas no período chuvoso, de 16 a 20 de julho, na REBIO, e entre 5 e 9 de agosto, no PARNAH, nas zonas nativas e antropizadas. A segunda expedição de coleta foi realizada no período seco, de 1 a 8 de fevereiro, na REBIO, e de 14 a 18 de fevereiro, no PARNAH, nas zonas nativas e antropizadas.

Figura 1 - Aspecto da floresta da Reserva Biológica de Pedra Talhada, Quebrangulo-AL.



Fonte: Isaías de Oliveira Júnior.

Figura 2 - Aspecto florístico Parque Nacional e Histórico do Monte Pascoal, Itamaraju-BA.



Fonte: Isaías de Oliveira Júnior.

3. 2 COLETAS DOS SOLOS

Duas expedições de coleta de solo foram realizadas na REBIO (Figura 1) e no PARNAH (Figura 2), em períodos de chuva e seca. Três transectos foram percorridos nas zonas nativas e

outros três nas antropizadas, nas duas áreas de coleta, sendo cada transecto subdividido em cinco parcelas de 20×20 m, distantes 40 m uma das outras, totalizando 30 parcelas em cada área de coleta. Em cada umas das parcelas, foram coletadas três subamostras de solo a uma profundidade de 5 cm, totalizando 90 subamostras de solo, 45 para a zona nativa e 45 para a antropizada, por coleta (Figura 3). As amostras foram acondicionadas em sacos plásticos esterilizados e preservadas em caixas de isopor com gelo durante o transporte. No laboratório, foram homogeneizadas as amostras de duas parcelas por transectos de 80 metros de distância uma da outra, e de cada parcela foi criado uma composta de nove pontos. (Quadros 1 e 2).

Figura 3 - Divisão das duas zonas de estudo (nativa e antropizada) da Reserva Biológica de Pedra Talhada e do Parque Histórico do Monte Pascoal, com transectos (linhas negras) e pontos de coleta (quadrados negros).



Fonte: Vitor Xavier Lima.

Quadro 1 Pontos de coleta na Reserva Biológica de Pedra Talhada. Em cada transecto, a letra “N” representa a zona nativa e a letra “A” representa a zona antropizada.

Zona	Transecto	Parcela	Coordenadas	Altitude
N	1	1	09°15'02.3" S 36°25'37.8" N	753 m
		2	09°15'00.7" S 36°25'38.3" N	758 m
		3	09°14'59.1" S 36°25'39.0" N	739 m
		4	09°14'57.7" S 36°25'39.7" N	724 m
		5	09°14'56.7" S 36°25'41.2" N	725 m
	2	1	09°14'42.9" S 36°25'14.4" N	700 m
		2	09°14'44.8" S 36°25'14.7" N	688 m
		3	09°14'47.0" S 36°25'15.0" N	695 m
		4	09°14'49.4" S 36°25'14.2" N	687 m
		5	09°14'52.3" S 36°25'12.7" N	683 m
	3	1	09°14'11.7" S 36°25'09.1" N	899 m
		2	09°14'09.9" S 36°25'09.6" N	860 m
		3	09°14'08.3" S 36°25'10.0" N	855 m
		4	09°14'05.3" S 36°25'10.7" N	864 m

		5	09°14'02.3" S 36°25'10.2" N	876 m
A	1	1	09°15'29.3" S 36°25'51.6" N	617 m
		2	09°15'29.0" S 36°25'52.0" N	614 m
		3	09°15'26.8" S 36°25'53.7" N	616 m
		4	09°15'25.1" S 36°25'52.5" N	616 m
		5	09°15'28.9" S 36°25'50.0" N	633 m
	2	1	09°15'32.6" S 36°25'12.6" N	590 m
		2	09°15'31.0" S 36°25'10.3" N	599 m
		3	09°15'29.1" S 36°25'09.8" N	592 m
		4	09°15'27.4" S 36°25'09.1" N	592 m
		5	09°15'24.9" S 36°25'08.6" N	573 m
	3	1	09°15'27.0" S 36°24'44.0" N	515 m
		2	09°15'27.0" S 36°24'46.0" N	543 m
		3	09°15'25.0" S 36°24'47.0" N	540 m
		4	09°15'23.0" S 36°24'47.0" N	542 m
		5	09°15'21.0" S 36°24'47.0" N	534 m

Quadro 2 - Pontos de coleta no Parque Nacional e Histórico do Monte Pascoal. Em cada transecto, a letra “N” representa a zona nativa e a letra “A” representa a zona antropizada.

Zona	Transecto	Parcela	Coordenadas	Altitude
N	1	1	16°53'00.6" S 39°24'37.7" W	134 m
		2	16°52'59.2" S 39°24'38.9" W	150 m
		3	16°52'58.6" S 39°24'40.6" W	163 m
		4	16°52'58.9" S 39°24'42.2" W	160 m
		5	16°52'59.2" S 39°24'43.8" W	155 m
	2	1	16°52'35.0" S 39°25'02.9" W	136 m
		2	16°52'35.4" S 39°25'04.9" W	136 m
		3	16°52'35.4" S, 39°25'07.0" W	130 m
		4	16°52'35.0" S 39°25'08.8" W	131 m
		5	16°52'34.4" S 39°25'11.0" W	136 m
	3	1	16°53'32.0" S 39°24'38.5" W	381 m
		2	16°53'33.8" S 39°24'37.8" W	408 m
		3	16°53'35.5" S 39°24'36.7" W	429 m
		4	16°53'38.4" S 39°24'35.4" W	468 m
		5	16°53'45.2" S 39°24'30.4" W	548 m
A	1	1	16°51'57.3" S 39°24'59.7" W	128 m
		2	16°51'56.0" S 39°24'58.5" W	130 m
		3	16°51'55.1" S 39°24'56.8" W	130 m
		4	16°51'55.6" S 39°24'54.7" W	131 m
		5	16°51'53.6" S 39°24'54.5" W	118 m
	2	1	16°51'21.0" S 39°24'42.1" W	32 m
		2	16°51'20.2" S 39°24'40.6" W	33 m
		3	16°51'18.5" S 39°24'42.0" W	38 m
		4	16°51'16.8" S 39°24'41.4" W	37 m
		5	16°51'15.5" S 39°24'40.3" W	33 m
	3	1	16°51'04.5" S 39°24'08.6" W	19 m
		2	16°51'03.9" S 39°24'10.2" W	36 m
		3	16°51'03.0" S 39°24'11.6" W	44 m
		4	16°51'01.4" S 39°24'12.9" W	41 m
		5	16°51'01.7" S 39°24'14.7" W	36 m

3. 3 ISOLAMENTO, PURIFICAÇÃO E IDENTIFICAÇÃO DOS FUNGOS ZIGOSPÓRICOS

Para isolamento, cinco miligramas de solo foram adicionadas ao meio de cultura ágar gérmem de trigo (AGT) (BENNY, 2008), adicionado de cloranfenicol (80 mg.L^{-1}), contido em placas de Petri, em quadruplicata. O crescimento das colônias foi acompanhado por 72 horas em temperatura ambiente ($28 \pm 2 \text{ }^{\circ}\text{C}$). Para a purificação das culturas, fragmentos das colônias foram transferidos separadamente para o meio ágar extrato de malte (AEM) (BENNY, 2008), adicionado de cloranfenicol (80 mg.L^{-1}), contido em placas de Petri e, após confirmada a pureza, transferidos para tubos de ensaio contendo batata dextrose ágar (BDA) (LACAZ *et al.*, 2002).

Os espécimes foram identificados pela observação das características macroscópicas (coloração, aspecto e diâmetro das colônias) e microscópicas (microestruturas), de acordo com as descrições de Benny (1982), Schipper (1978, 1984), Hesseltine & Fennel (1995), Zheng & Chen (2001), Meyer & Gams (2002), Zheng *et al.* (2007) e Benny (2008). As espécies raras ou novas ocorrências tiveram das regiões ITS e LSU do rDNA sequenciadas para identificação/confirmação genética desses táxons.

Espécies que apresentaram características morfológicas distintas das conhecidas (raras, novas ocorrências e espécies novas) foram descritas e ilustradas utilizando os meios de cultura ágar extrato de malte (AEM) e batata dextrose ágar (BDA), em placas de Petri, incubadas a 10, 15, 20, 25, 30 e $35 \text{ }^{\circ}\text{C}$. O crescimento das colônias foi avaliado a cada 24 horas, determinando-se quantos centímetros as colônias cresceram a cada dia e se houve diferença de coloração entre o dia do inóculo e o dia em que a colônia tomou toda a placa de Petri. A coloração das colônias foi determinada de acordo com o dicionário de cores de Maerz e Paul (1950).

Todas as características microscópicas foram observadas em microscópio de luz Leica DM500. As microestruturas foram medidas a partir de culturas em lâmina montadas em KOH (3%) ou em Azul de Amann.

As descrições de *Absidia* sp. 1, *Absidia* sp. 2, *Absidia* sp. 3 e *Absidia* sp. 4, espécies identificadas no presente estudo, como novas, não serão fornecidas nesse trabalho, já que as mesmas ainda não foram publicadas.

3. 4 ANÁLISE DE DADOS

Para a estimativa da diversidade de espécies nas áreas de estudo, considerando-se os períodos seco e chuvoso, foi utilizado o índice de diversidade de Shannon-Wiener (SHANNON, 1948), que mensura o grau de caotização de um sistema dinâmico, ou seja, a distribuição categórica de elementos discretos (ocorrências) em conjuntos de dados (espécies), útil para avaliar a estabilidade e heterogeneidade em uma comunidade ou assembleia biológica. A utilização deste índice gera resultados que variam desde um valor mínimo, $\log_e [N/(N-S)]$, até um valor utópico máximo, $H'_{\text{max}} = \log_e S$.

A similaridade das comunidades entre as áreas inventariadas, incluindo as zonas nativa e antropizada, bem como entre as épocas seca e chuvosa, foi avaliada utilizando o índice de Sørensen (SØRENSEN, 1978), que utiliza coeficientes binários (presença ou ausência) para comparar ocorrências duplas e exclusivas entre dois grupos de dados, atribuindo peso maior às ocorrências duplas.

A frequência de ocorrência das espécies em cada área foi calculada segundo a equação: $FO = J_i/k$, em que: FO = Frequência de ocorrência da espécie i, J_i = Número de amostras nas quais a espécie i ocorreu. K = Número total de amostras de solo. De acordo com essa fórmula, cada espécie foi classificada como: muito frequente ($>10\%$), frequente ($5-10\%$), pouco frequente, ($\geq 1 < 5\%$) e rara ($< 1\%$) (HYDE & SARMA, 2001).

Curvas de acumulação de espécies também foram calculadas para cada área, o que permitiu estimar a riqueza total através de estimadores como Chao e Jackknife. Para as curvas de acumulação de espécie e análise de similaridade foi utilizado o programa *Primer* (Clarke e Gorley, 2006), enquanto, a comparação de médias, pelo teste de qui-quadrado ($p = 0,05$), foi realizada com o auxílio do programa *Statistica* (STATSOFT, 1997).

3. 5 EXTRAÇÃO, AMPLIFICAÇÃO, CLONAGEM E SEQUENCIAMENTO DO DNA As

espécies novas de fungos zigospóricos, bem como primeiras citações para o Brasil e para o Nordeste do país, tiveram as regiões ITS e LSU do rDNA clonadas (quando necessário) e sequenciadas para confirmação genética desses táxons. Para a extração do DNA, a biomassa foi obtida de culturas puras, sendo o micélio transferido para microtubos com 2 mL de volume, com tampa de rosca, acrescidos de 0,5 g de contas de vidro (*glass beads*) para a trituração do material por agitação em alta velocidade em um FastPrep®-24 (MP *Biomedicals*). Após a trituração do material, foi realizada a extração do DNA genômico conforme Góes-Neto *et al.* (2005). Foram amplificadas as regiões ITS e LSU do rDNA utilizando os iniciadores ITS1 e ITS4 (White *et al.*, 1990), LR1 e LSU2 (Schmitt *et al.*, 2009), respectivamente. A clonagem foi realizada usando o kit de clonagem pGEM-T Easy Vector System (Promega), seguindo as instruções do fabricante, foram utilizados para amplificação e sequenciamento (Macrogen, Daejeon, Coreia do Sul). Os produtos amplificados foram purificados com *PureLink – PCR Purification Kit* (Invitrogen) e sequenciados no Laboratório Central de Sequenciamento da Universidade Federal de Pernambuco.

3. 6 ANÁLISE FILOGENÉTICA

As sequências obtidas dos espécimes isolados foram comparadas às depositadas no *GenBank* utilizando o Blastn para confirmação genética dos táxons. As sequências foram alinhadas com o auxílio do programa Clustal X (Thompson *et al.*, 1997) e editadas usando o

programa BioEdit (HALL, 1999). Antes da análise filogenética, o modelo de substituição de nucleotídeos foi estimado utilizando Topali 2.5 (MILNE *et al.*, 2009). A caracterização molecular final foi realizada com a avaliação filogenética, e a construção de árvores Bayesianas em MrBayes 3.1.2 (RONQUIST & HUELSENBECK, 2003) foi executada com o auxílio do programa Topali 2.5 (MILNE *et al.*, 2009).

3. 7 INCORPORAÇÃO DAS CULTURAS DO ESPÉCIMES ISOLADOS NA COLEÇÃO DE CULTURAS MICOTECA-URM, DE LÂMINAS NO HERBÁRIO URM E DAS SEQUÊNCIAS ITS E LSU DO rDNA NO GENBANK

Culturas de cada espécie isolada estão em processo de incorporação ao acervo da Micoteca URM, da Universidade Federal de Pernambuco, em óleo mineral e/ou liofilizadas. Lâminas montadas com azul de Amann, referentes às espécies novas, *Syncephalis alagoensis* e *Gongronella* sp. 3, foram depositadas no Herbário URM da mesma Universidade. As sequências das regiões ITS e LSU do rDNA das novas espécies isoladas, bem como das novas citações para o Brasil ou para o Nordeste do Brasil, foram incorporadas no *GenBank*, de acordo com protocolo de depósito estabelecido por esse banco de dados.

4 RESULTADOS

4. 1 DIVERSIDADE DE ESPÉCIES DE FUNGOS ZIGOSPÓRICOS EM SOLO DE MATA ATLÂNTICA DA REBIO E DO PARNAH.

Dos solos das áreas inventariadas foram identificadas 33 espécies de fungos zigospóricos, sendo 30 de Mucorales, duas de Umbelopsidales e uma de Zoopagales, com total de 401 espécimes identificados ($8,02 \times 10^4$ UFC.g⁻¹) (Tabela 1, Figura 4), em períodos de seca e chuva (Tabela 1, Figura 5). Onze espécies para REBIO e sete o PARNAH, respectivamente, sendo 15 espécies comuns às duas áreas (Tabela 1).

Maior número de isolados de fungos zigospóricos dos solos da REBIO (263 espécimes) ($5,2 \times 10^4$ UFC.g⁻¹), distribuídos em 26 espécies, enquanto do solo do PARNAH foram obtidos 138 espécimes ($2,76 \times 10^4$ UFC.g⁻¹) pertencentes à 21 espécies. Para o solo da REBIO, 35 e 27 espécies de fungos zigospóricos foram isoladas durante os períodos chuvoso e seco, respectivamente, enquanto do solo PARNAH foram isoladas 24 espécies durante o período chuvoso e 12 durante o período seco (Tabela 1). Treze espécies de fungos zigospóricos foram comuns às épocas seca e chuvosa no solo da REBIO, enquanto 5 foram comuns às épocas seca e chuvosa no solo do PARNAH (Tabela 1). No solo da REBIO e do PARNAH, *Cunninghamella bertholletiae* apresentou maior número de UFC.g⁻¹ de solo ($1,86 \times 10^3$), seguida por *Absidia* sp. 3 (7×10^3), *Mucor circinatus* ($6,4 \times 10^3$) e *Absidia* sp. 1 (5×10^3). Apenas no solo da REBIO,

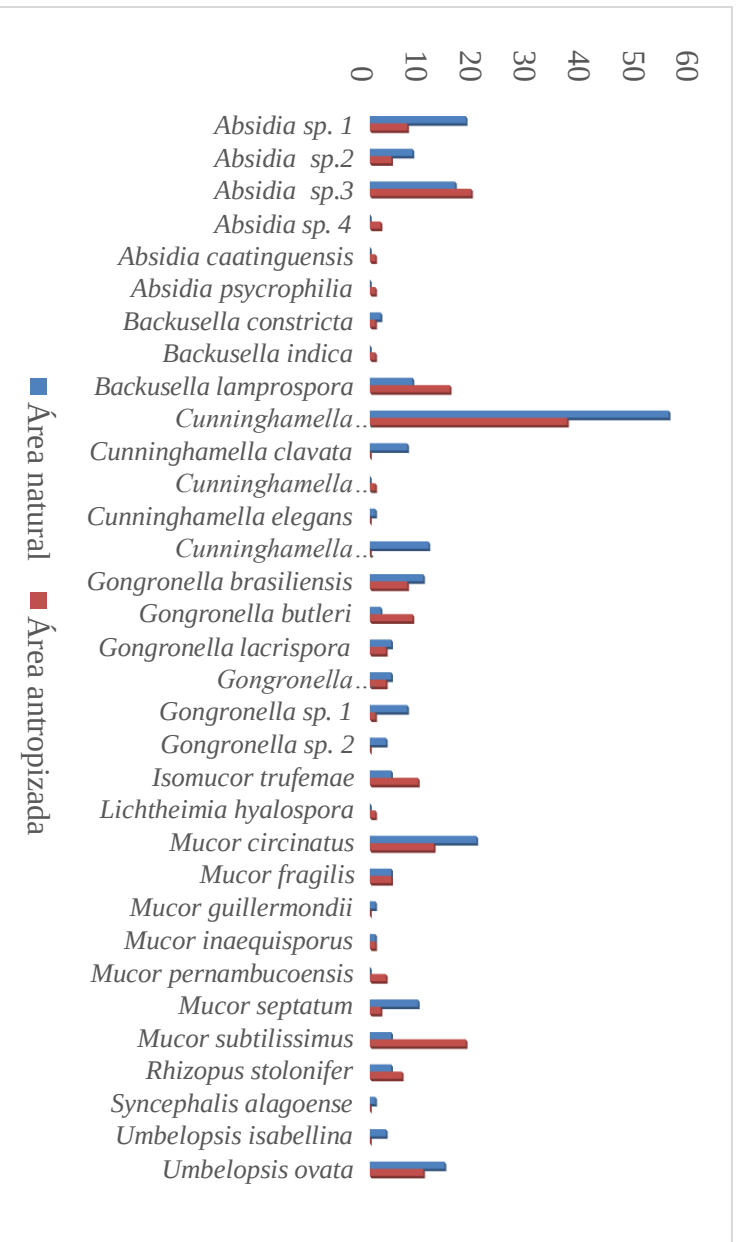
foi identificada *Syncephalis alagoensis*, parasitando *Cuninghamella* spp. (Tabela 1).

A diversidade de Shannon-Wiener foi maior na REBIO, na zona nativa, no período chuvoso ($H' = 2,73$), seguida pela zona antropizada, também no período chuvoso ($H' = 2,34$). No período seco, houve diminuição na diversidade, tanto na zona nativa ($H' = 1,94$), quanto na antropizada ($H' = 2,23$). No entanto, na zona antropizada, no período seco, maior diversidade foi verificada em relação à zona nativa. No PARNAH, a diversidade de fungos zigospóricos foi maior no período chuvoso, na zona antropizada ($H' = 2,41$), seguida pela zona nativa ($H' = 1,89$). No período seco, maior diversidade foi verificada na zona nativa ($H' = 1,48$) em comparação com a antropizada ($H' = 1,35$) (Tabela 1).

Maior riqueza de espécies foi verificada nos solos da REBIO (33), comparada à observada nos solos do PARNAH (20). Para a REBIO, maior riqueza foi verificada na zona nativa, no período chuvoso ($S = 20$), seguida pela zona antropizada, no mesmo período ($S = 15$). No período seco, na zona nativa, a riqueza foi ligeiramente elevada ($S = 14$) em comparação com a zona antropizada ($S = 13$). Para o PARNAH, maior riqueza foi observada na zona antropizada, no período chuvoso ($S = 14$), em relação à zona nativa ($S = 10$). No período seco, nas zonas antropizada e nativa, a riqueza foi a mesma ($S = 6$) (Tabela 1). Observou-se que 18 espécies foram comuns às zonas nativa e antropizada da REBIO e que oito foram comuns às zonas nativa e antropizada do PARNAH (Tabela 1, Figuras 3 e 4). Somando-se as duas áreas, observou-se maior riqueza de espécies durante o período chuvoso (27 espécies) em comparação ao período seco (21), enquanto 16 espécies foram comuns a ambos os períodos (Tabela 1, figura 5). Comparando-se as zonas nativa e antropizada e, considerando-se as duas áreas em conjunto, verificou-se que a riqueza de espécies foi a mesma (26 espécies) (Tabela 1, figura 4), sendo 19 espécies comuns à ambas as zonas. Embora valores de riqueza tenham variado entre as áreas de estudo, bem como entre as épocas seca e chuvosa, o teste qui-quadrado não apontou diferenças significativas entre os valores observados. Os estimadores, Chao1 e Jacnife1 indicaram que a riqueza esperada não foi alcançada nas duas áreas (Figura 6).

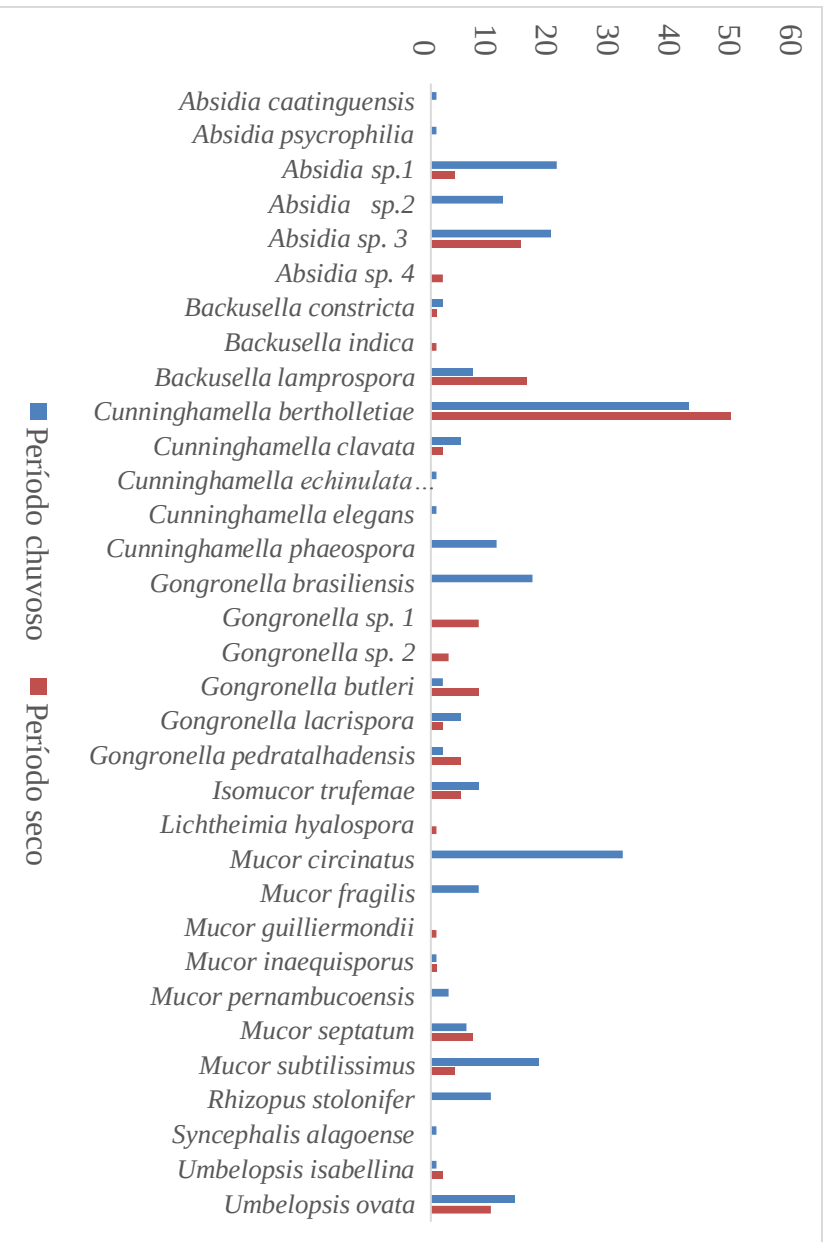
Em relação à equitabilidade, as comunidades de fungos zigospóricos demonstraram-se uniformes nas áreas de estudo, considerando-se as duas zonas e períodos de coleta, verificando-se uma pequena diferença entre a zona nativa, no período chuvoso na REBIO ($J = 0,91$) e zona nativa, no período seco ($J = 0,75$). Pequena variação também foi observada entre as comunidades do PARNAH, para a zona antropizada, no período chuvoso ($J = 0,91$) e zona antropizada, no período seco ($J = 0,75$) (Tabela 1).

Figura 4 - Número de isolados de fungos zigospóricos do solo do Parque Nacional Histórico do Monte Pascoal e da Reserva Biológica de Pedra Talhada, nas zonas nativa e antropizada.



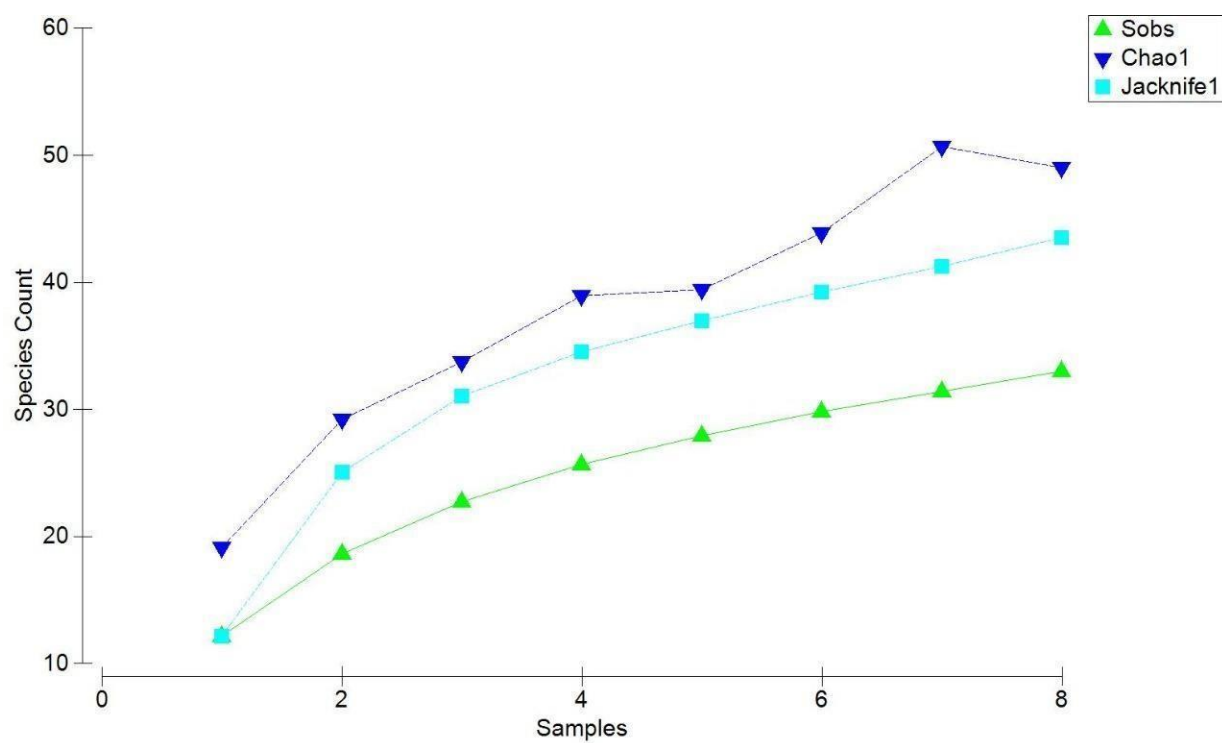
Fonte: Leslie Waren Silva de Freitas.

Figura 5 - Número de espécies de fungos zigospóricos isoladas durante os períodos seco e chuvoso do solo do Parque Nacional Histórico do Monte Pascoal e da Reserva Biológica de Pedra Talhada.



Fonte: Leslie Waren Silva de Freitas.

Figura 6 - Estimadores de Riqueza Chao 1 e Jacnife 1 de fungos zigospóricos do Parque Nacional Histórico do Monte Pascoal e da Reserva Biológica de Pedra Talhada.



Fonte: Róger Fagner Ribeiro de Melo.

Tabela 1- Riqueza, diversidade, equitabilidade e número de UFC. g⁻¹ das espécies de fungos zigospóricos do Parque Nacional Histórico do Monte Pascoal e da Reserva Biológica de Pedra Talhada.

FUNGOS ZIGOSPÓRICOS	ÁREAS										TOTAL
	REBIO					PARNAH					
	N		A		Total	N		A		Total	
	S	C	S	C		S	C	S	C		
<i>Absidia</i> sp. 1.	2×10 ²	1,2×10 ³	6×10 ²	6 × 10 ²	2,6 × 10 ³	-	2,2 × 10 ³	-	2 × 10 ²	2,4 × 10 ³	5 × 10 ³
<i>Absidia</i> sp. 2.	-	1,4 × 10 ³	-	8 ×10 ²	2,2 × 10 ³	-	2 × 10 ²	-	-	2 × 10 ²	2,4 × 10 ³
<i>Absidia</i> sp. 3.	-	1,8 × 10 ³	8 × 10 ²	1,6 × 10 ³	4,2 × 10 ³	2,2 × 10 ³	6 × 10 ²	-	-	2,8 × 10 ³	7 × 10 ³
<i>Absidia</i> sp. 4.	-	-	4 × 10 ²	-	4 × 10 ²	-	-	-	-	-	4 × 10 ²
<i>A. caatinguensis</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	2 × 10 ²	2 × 10 ²	2 × 10 ²
<i>A.psychrophilia</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	2 × 10 ²	2 × 10 ²	2 × 10 ²
<i>B. constricta</i>	-	2 × 10 ²	-	-	2 × 10 ²	2 × 10 ²	-	-	2 × 10 ²	4 ×10 ²	6 × 10 ²
<i>B. indica</i>	-	-	-	-	-	-	-	2 × 10 ²	-	2 × 10 ²	2 × 10 ²
<i>B. lamprospora</i>	2 × 10 ²	4 × 10 ²	4 × 10 ²	-	1×10 ³	1 × 10 ³	-	1,6 × 10 ³	1 × 10 ³	3,6 × 10 ³	4,6 × 10 ³
<i>C. bertholletiae</i>	5,2 × 10 ³	2,6 × 10 ³	2,6 × 10 ³	2,8 × 10 ³	13,2 × 10 ⁴	2 × 10 ³	1,4 × 10 ³	2 × 10 ²	1,8 × 10 ³	5,4 × 10 ³	18,6 × 10 ³
<i>C. clavata</i>	4 × 10 ²	1 × 10 ³	-	-	1,4 × 10 ³	-	-	-	-	-	1,4 × 10 ³
<i>C. echinulata</i> var. <i>echinulata</i>	-	-	-	2×10 ²	2 × 10 ²	-	-	-	-	-	2 × 10 ²
<i>C. elegans</i>	-	2 × 10 ²	-	-	2 × 10 ²	-	-	-	-	-	2 × 10 ²
<i>C. phaeospora</i>	-	2,2 × 10 ³	-	-	2,2 × 10 ³	-	-	-	-	-	2,2 × 10 ³
<i>G. brasiliensis</i>	-	1,4×10 ³	-	4 × 10 ²	1,8 × 10 ³	-	6 × 10 ²	-	1 × 10 ³	1,6 × 10 ³	3,4 × 10 ³
<i>G. butleri</i>	2 × 10 ²	2 × 10 ²	1,4 × 10 ³	2 ×10 ²	2 × 10 ³	-	-	-	-	-	2 × 10 ³
<i>G. lacrispora</i>	-	2 × 10 ²	2 × 10 ²	-	4 × 10 ²	-	6×10 ²	2 × 10 ²	2 × 10 ²	1 × 10 ³	1,4 × 10 ³
<i>Gongronella</i> sp. 1.	1,4 × 10 ³	-	2 × 10 ²	-	1,6 × 10 ³	-	-	-	-	-	1,6 × 10 ³
<i>Gongronella</i> sp. 2.	6 × 10 ²	-	-	-	6×10 ²	-	-	-	-	-	6 × 10 ²
<i>Gongronella</i> sp. 3.	8 × 10 ²	-	2 × 10 ²	4 × 10 ²	1,4 × 10 ³	-	-	-	-	-	1,4 × 10 ³
<i>I. trufemiae</i>	2 × 10 ²	6 × 10 ²	8 × 10 ²	-	1,6 × 10 ³	-	-	-	1 × 10 ³	1 × 10 ³	2,6 × 10 ³
<i>L. hyalospora</i>	-	-	-	-	-	-	-	2 × 10 ²	-	2 × 10 ²	2 × 10 ²
<i>M. circinatus</i>	-	6 × 10 ²	-	1 × 10 ³	1,6 × 10 ³	-	3,4 × 10 ³	-	1,4 × 10 ³	4,8 × 10 ³	6,4 × 10 ³
<i>M. fragilis</i>	-	6 × 10 ²	-	8 × 10 ²	1,4 × 10 ³	-	2 × 10 ²	-	-	2 × 10 ²	1,6 × 10 ³
<i>M. inaequisporus</i>	2 × 10 ²	-	-	2 × 10 ²	4 × 10 ²	-	-	-	-	-	4 × 10 ²
<i>M. guilliermondii</i>	-	-	-	-	-	2 × 10 ²	-	-	-	2 × 10 ²	2 × 10 ²
<i>M.pernambucoensis</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	6 × 10 ²	6 × 10 ²	6 × 10 ²

<i>M. septatum</i>	8×10^2	1×10^3	6×10^2	2×10^2	$2,6 \times 10^3$	-	-	-	-	-	$2,6 \times 10^3$
<i>M. subtilissimus</i>	2×10^2	6×10^2	6×10^2	2×10^3	$3,4 \times 10^3$	-	-	-	1×10^3	1×10^3	$4,4 \times 10^3$
<i>R. stolonifer</i>	-	8×10^2	-	6×10^2	$1,4 \times 10^3$	-	-	-	6×10^2	6×10^2	2×10^3
<i>Syncephalis alagoensis</i>	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>U. isabellina</i>	-	-	-	-	-	4×10^2	2×10^2	-	-	6×10^2	6×10^2
<i>U. ovata</i>	2×10^2	$1,2 \times 10^3$	6×10^2	2×10^2	$2,2 \times 10^3$	8×10^2	6×10^2	4×10^2	8×10^2	$2,6 \times 10^3$	$4,8 \times 10^3$
N	57	92	54	60	263	23	50	14	51	138	
S	14	20	13	15	26	6	10	6	14	21	
H'	1,94	2,73	2,23	2,34		1,48	1,89	1,35	2,41		
J	0,75	0,91	0,87	0,87		0,83	0,82	0,75	0,91		

N = Número de espécimes); S = Riqueza de espécies; H' = Diversidade de Shanon-Winer; J= Equitabilidade. N = zona nativa; A = zona antropizada; S = período seco; C = período chuvoso.
J= sem diferença

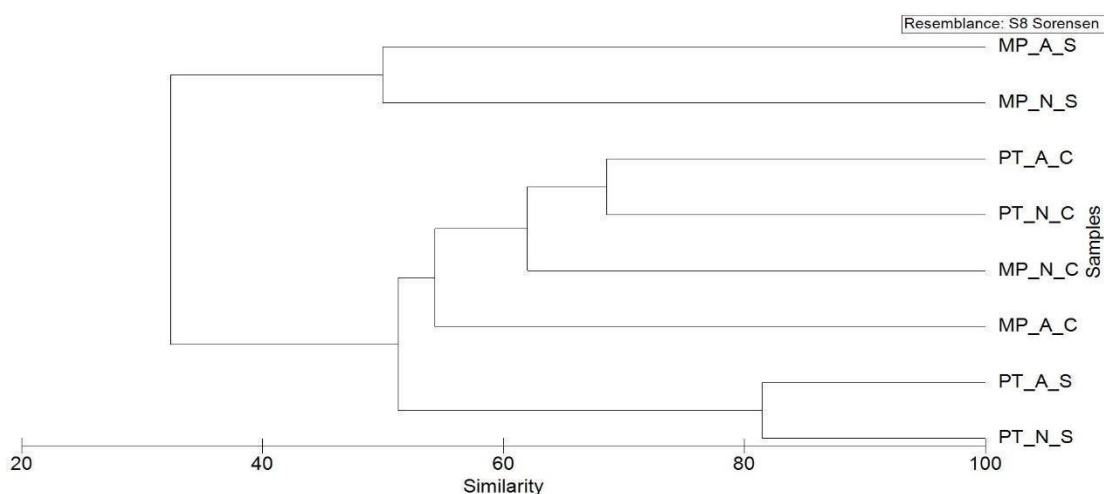
Dentre os fungos zigospóricos isolados, *Cunninghamella bertholletiae* foi mais frequente, tanto no solo na REBIO (Fi = 24,91%), quanto no solo do PARNAH (Fi = 19,85%). Para o solo da REBIO, frequências de ocorrências elevadas também foram observadas para *Absidia* sp. 3 (12,08%) e *Mucor subtilissimus* (7,17%), enquanto, para o solo do PARNAH, *M. circinatus* (Fi = 17,65%) e *B. Lamprospora* (Fi = 13,24%) também apresentaram maiores frequências de ocorrência (Tabela 2).

Tabela 2 - Frequência de ocorrência de fungos zigospóricos do solo do Parque Nacional Histórico do Monte Pascoal e da Reserva biológica de Pedra Talhada.

Espécies	REBIO	Classificação	PARNAH	Classificação
<i>Cunninghamella bertholletiae</i>	24,91%	Muito frequente	19,85%	Muito frequente
<i>Absidia caatinguensis</i>	-	Rara	0,74%	Rara
<i>Absidia psychrophilia</i>	-	Rara	0,74%	Rara
<i>Absidia</i> sp. 4	0,75%	Rara	-	Rara
<i>Absidia</i> sp. 1	4,91%	Pouco frequente	8,82%	Frequente
<i>Absidia</i> sp. 2	4,15%	Pouco frequente	0,74%	Rara
<i>Absidia</i> sp. 3	12,08%	Muito frequente	2,21%	Pouco frequente
<i>Backusella constricta</i>	0,38%	Rara	1,47%	Pouco frequente
<i>B. indica</i>	-	-	0,74%	Rara
<i>B. lamprospora</i>	1,89%	Pouco frequente	13,24%	Muito frequente
<i>Cunninghamella clavata</i>	2,64%	Pouco frequente	-	-
<i>C. echinulata</i> var. <i>echinulata</i>	0,38%	Rara	-	-
<i>C. elegans</i>	0,38%	Rara	-	-
<i>C. phaeospora</i>	4,15%	Pouco frequente	-	-
<i>Gongronella brasiliensis</i>	3,40%	Pouco frequente	5,88%	Frequente
<i>G. butleri</i>	3,77%	Pouco frequente	-	-
<i>G. lacrispora</i>	0,75%	Rara	3,68%	Pouco frequente
<i>G. pedratalhadensis</i>	2,64%	Pouco frequente	-	-
<i>Gongronella</i> sp. 1	3,02%	Pouco frequente	-	-
<i>Gongronella</i> sp. 2	1,13%	Pouco frequente	-	-
<i>Isomucor trufemae</i>	3,02%	Pouco frequente	3,68%	Pouco frequente
<i>Lichtheimia hyalospora</i>	-	-	0,74%	Rara
<i>Mucor circinatus</i>	3,02%	Pouco frequente	17,65%	Muito frequente
<i>M. fragilis</i>	2,64%	Pouco frequente	0,74%	Rara
<i>M. guilliermondii</i>	-	-	0,74%	Rara
<i>M. inaequisporus</i>	0,75%	Rara	-	-
<i>M. pernambucoensis</i>	-	-	2,21%	Pouco frequente
<i>M. septatum</i>	4,91%	Pouco frequente	-	-
<i>M. subtilissimus</i>	7,17%	Frequente	2,21%	Pouco frequente
<i>Rhizopus stolonifer</i>	2,64%	Pouco frequente	2,21%	Pouco frequente
<i>Syncephalis alagoensis</i>	0,38%	Rara	-	-
<i>Umbelopsis isabellina</i>	-	-	2,21%	Pouco frequente
<i>U. ovata</i>	4,15%	Pouco frequente	9,56%	Frequente

Em relação à composição de espécies de fungos zigospóricos da REBIO, maior similaridade foi observada entre as comunidades das zonas nativa e antropizada, durante a época seca, seguida pelas comunidades das duas diferentes zonas, durante a época chuvosa. Para o PARNAH, similaridades próximas ou acima de 50% foram observadas para duas zonas de coleta (período seco) e para as mesmas zonas (período chuvoso) (Figura 7). Considerando-se apenas a época chuvosa, nota-se que similaridade acima de 50% foi observada entre as duas áreas de coleta, incluindo as zonas nativas e antropizadas da REBIO e do PARNAH.

Figura 7 - Dendograma de similaridade de fungos zigospóricos do solo do Parque Nacional Histórico do Monte Pascoal e da Reserva Biológica de Pedra Talhada.



Similarity: similaridade; Samples: amostras; Resemblance: semelhança.

MP= Monte Pascoal; PT= Pedra Talhada; C= chuvoso; S= seco; N= natural; A= antropizado.

Fonte: Róger Fagner Ribeiro de Melo.

4. 2 DEPÓSITO DOS ESPÉCIMES ISOLADOS À COLEÇÃO DE CULTURAS MICOTECA-URM

Uma cultura de cada espécie identificada está sendo depositada na Micoteca URM do Departamento de Micologia da Universidade Federal de Pernambuco, segundo o quadro 3. A maioria das culturas das espécies isoladas ainda estão em processo de depósito. Lâminas com microestruturas de *Syncephalis alagoensis* e *Gongronella* sp. 3 foram depositadas no Herbário URM da mesma Universidade (Quadro 4).

Quadro 3 - Amostras depositadas na Micoteca URM da Universidade Federal de Pernambuco.

Espécie	Código Micoteca URM	Método/meio de preservação	Data da incorporação
<i>Rhizopus stolonifer</i> (Ehrenb.) Vuill.	7956	Óleo mineral/ BDA	6/11/2018
<i>Actinomucor elegans</i> (Eidam) C.R. Benj. & Hesselt.	8098	Óleo mineral/ BDA	17/4/2019
<i>Cunninghamella bertholletiae</i> Stadel	8099	Óleo mineral/ BDA	17/4/2019
<i>C. phaeospora</i> Boedijn	8100	Óleo mineral/ BDA	17/4/2019
<i>C. elegans</i> Lendn.	8101	Óleo mineral/ BDA	17/4/2019
<i>C. clavata</i> R.Y. Zheng & G.Q. Chen	8102	Óleo mineral/ BDA	17/4/2019
<i>Gongronella butleri</i> (Lendn.) Peyronel & Dal Vesco	8103	Óleo mineral/ BDA	17/4/2019
<i>G. brasiliensis</i> C.A.F. de Souza, D.X. Lima & A.L. Santiago	8104	Óleo mineral/ BDA	17/4/2019
<i>Mucor inaequisporus</i> Dade	8105	Óleo mineral/ BDA	17/4/2019
<i>Gongronella</i> sp.	8182	Óleo mineral/ BDA	24/9/2019

Quadro 4 - Lâminas depositadas no Herbário URM da Universidade Federal de Pernambuco.

Espécie	Código Herbário URM	Método/meio de preservação	Data da incorporação
<i>Gongronella</i> sp. 3	93407	Lâmina/azul de AMANN	02/09/2019
<i>Syncephalis alagoensis</i>	93150	Lâmina/azul de AMANN	09/05/2019

4. 3 TAXONOMIA

4. 3. 1 *Backusella indica*

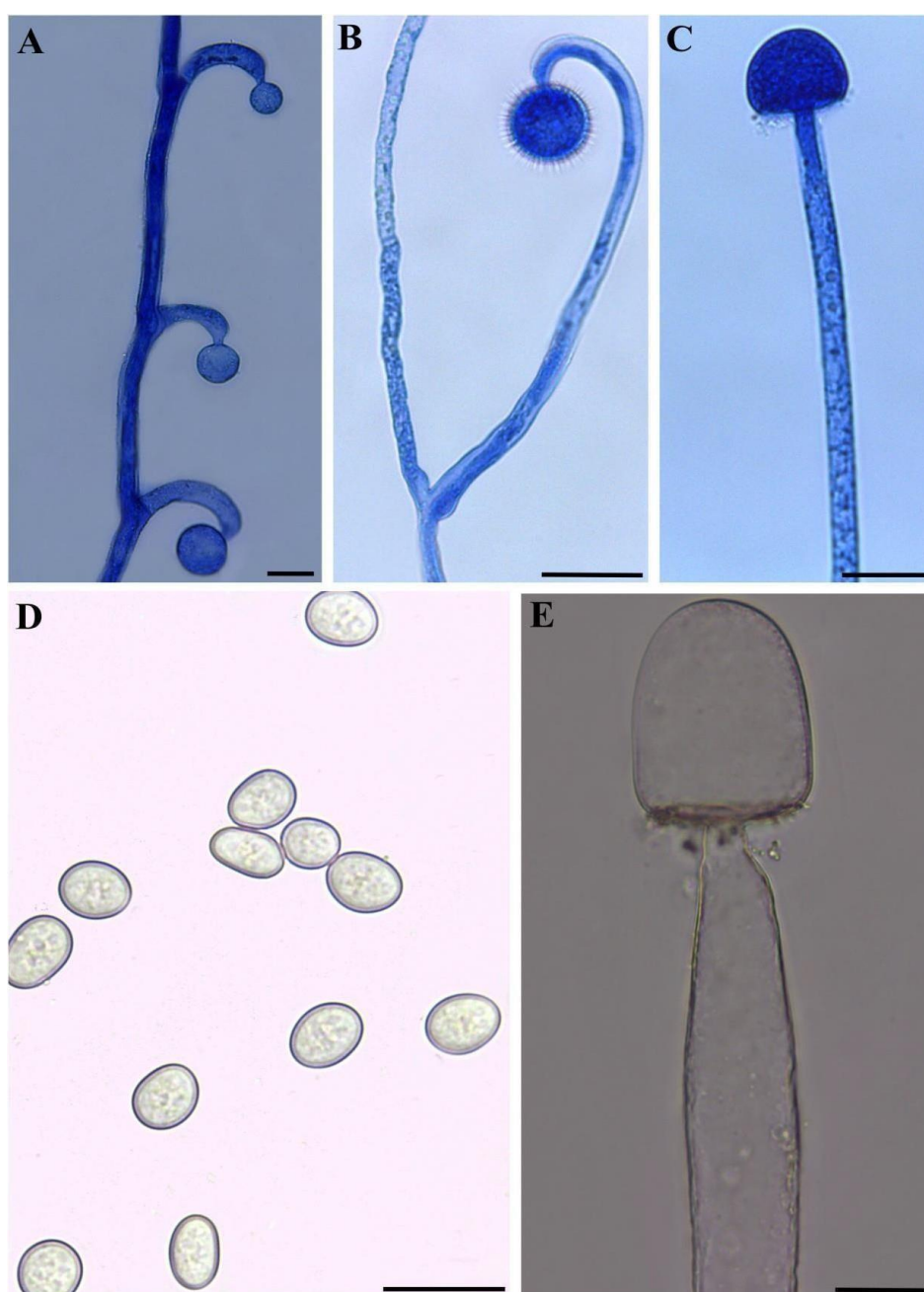
Figura 8

Holótipo: 8330

Colônia inicialmente branca, tornando-se amarela-clara, atingindo 9 cm de diâm e 1,5 cm de altura, em BDA, a 28 °C, após cinco dias; reverso anarelo claro. Rizóides ramificados. Esporangióforos hialinos a amarelo-claros, longos, de parede lisa (maioria) ou levemente incrustada, alguns recurvados, quando jovens, com constricção abaixo do esporângio, com até 18 µm em diâm. Ramificações simpodiais, curtas e circinadas, pouco frequentes quando jovens (5,5–8 µm diâm.) e ramificações monopodiais frequentes, simples, eretas e/ou levemente recurvadas no ápice próximas aos esporângios. Esporângios dourados, globosos, com aspecto

vítreo, 40–85 μm em diâm., parede deliquescente, com espinhos pequenos. Columelas hialinas a castanhas-claras, com conteúdo granular interno, cônicas, globosas a subglobosas, cilíndricas, 50–60 $\times$ 30–56 μm , com conteúdo amarelo, de parede lisa e colar com espinhos em forma de agulha. Esporangióolos multiesporados, hialinos, equinulados, de parede persistente, globosos a subglobosos 17–26,5 (–45) μm em diâm.; esporangióolos uniesporados ausentes. Columelas dos esporangióolos hialinas, de parede lisa, aplanadas, globosas a subglobosas, cônicas, 7–25 μm em diâm. Esporangiosporos hialinos, com conteúdo granular amarelo, elípticos, de parede lisa, (12) 16–19 (–25) $\times$ (–7) 10–11(–13,5) μm . Clamidosporos e zigosporângios ausentes.

Figura 8 - *Backusella indica*. A, B – Esporangióforo com ramificações curtas e circinadas; C, E – Esporangióforos com columelas; D – Esporangiosporos. Barras de escala: A, B, D = 20 μm ; C = 25 μm .



Habitat: Solo.

Distribuição: Índia (WALTHER *et al.*, 2013). Esse é o primeiro relato dessa espécie para o Brasil.

Material examinado: BRASIL, Bahia, Itamaraju (PARNAH), (16°51'55.1" S 39°24'56.8" W), solo., 2019, L.W.S. Freitas.

Notas: *Backusella indica* produz esporangiosporos elípticos, esporangióforos com ramificações simples e simpodiais pouco frequentes e apenas esporângios multiesporados.

4. 3. 2 *Gongronella pedratalhadensis* sp. nov.

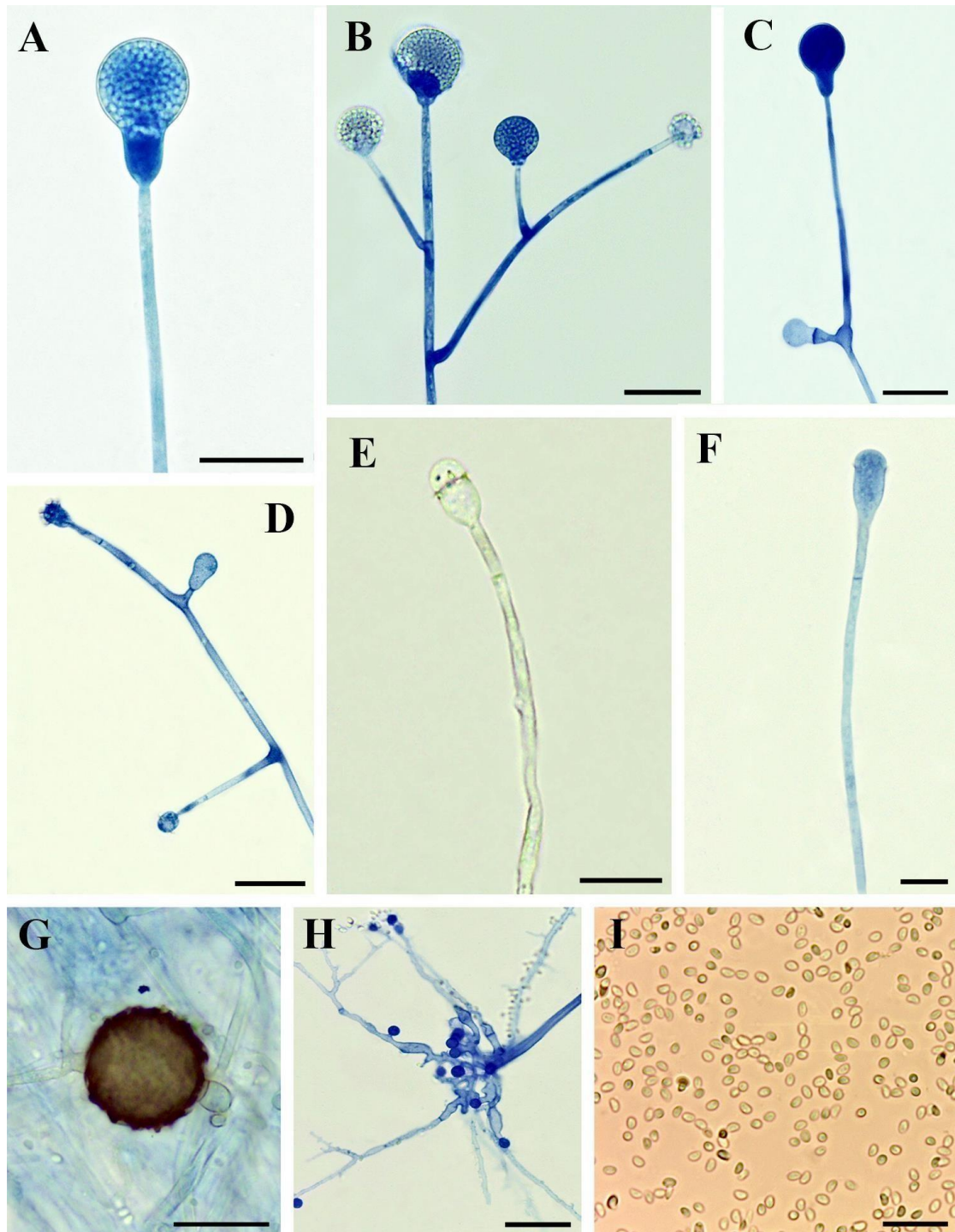
Gongronella pedratalhadensis . L.W.S. Freitas, Hyang B. Lee & A.L. Santiago sp. nov.

Figura 9

Holótipo: URM 8182

Colônias brancas, margem irregular, 5,5 mm de altura e 4,5 cm de diâm., após sete dias, em BDA, a 25 °C. Reverso pálido a mel. Sem odor. Rizóides hialinos, ramificados, com septo espaçado e exibindo estruturas globulares. Estolões hialinos, simples e cenocíticos. Esporangióforos hialinos, fracamente simpodialmente ramificados (1 a 2 vezes), $9,5 - 30 \times 2,5 - 7 \mu\text{m}$, comumente com ramificações monopodiais, de parede lisa, com um septo abaixo do esporângio, raramente com dois ou mais septos; ramificações longas ou curtas podem surgir próximas ou distantes do esporângio principal. As ramificações comumente terminam em um esporângio estéril que pode formar um novo esporangióforo. A distância entre o esporângio e o próximo ramo lateral pode tão reduzida que alguns esporângios parecem sésseis. Esporângios amarelos, globosos $17-35 (-40) \mu\text{m}$ de diâm., aspecto vítreo, parede lisa e deliquescente; colar evidente. Columelas hialinas, de parede lisa, principalmente hemisféricas, hemisféricas curtas ou subglobosas, $5-17 \times 4-21,5 \mu\text{m}$. Apófises hialins, vasiformes, curtas ou longas, $5-14,5 \times 4,5-15 \mu\text{m}$, de parede lisa, Esporangiosporos hialinos, de parede lisa, reniformes, $2,75-3,5 \times 1,5-2,5 \mu\text{m}$, raramente irregulares, $2,3-3,5 \times 2-3 \mu\text{m}$. Clamidosporos presentes. Zigosporângios globosos, marrons escuros, de parede ornamentada, $25-35 \mu\text{m}$ em diâm. Células suspensoras de $7-12 \times 5-10 \mu\text{m}$, diferindo em forma e tamanho, uma mais inchada e redonda, com um septo adjacente ao zigosporângio e a outra redonda, não inchada e cenocítica.

Figura 9 – *Gongronella pedratalhadensis* L.W.S. Freitas, H.B. Lee & A.L. Santiago, sp. nov. (URM 93407). A, B – Esporangióforo com ramificações e esporângios; C, E – Esporangióforos terminal com esporângio abortivo; D – Esporangióforos com columela e esporângio abortivo (ramificado curto); E, F – Esporangioforo não ramificado com columela; G – Zigosporângio com suspensores; H – Rizóides; I – Esporangiosporos. Barras de escala: A – D, H, I = 20 μ m; E, F = 10 μ m; G – 25 μ m.



Etimologia: Referindo-se a Reserva de Pedra Talhada.

Habitat: solo.

Distribuição: América do Sul (Brasil).

Notas: Essa espécie forma esporangióforos com ramificações que comumente terminam em esporângios estéreis. Os esporangiosporos, são em maioria reniformes, com raros irregulares. Os zigospórângios exibem células suspensoras de tamanhos diferentes, sendo apenas um septado.

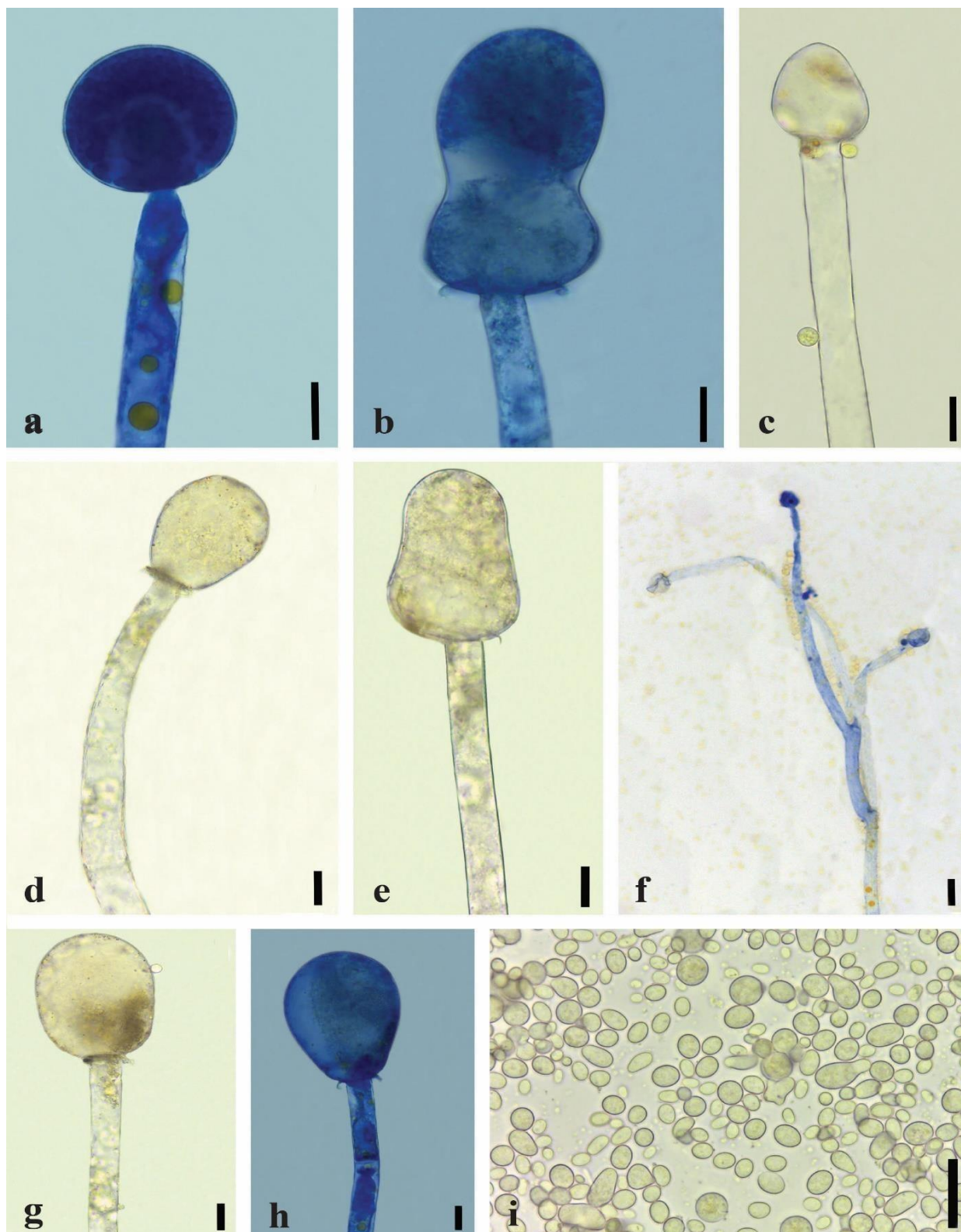
4. 3. 3 *Mucor inaequisporus*

Figura 10

Holótipo: URM 8105

Colônias amarelas, reverso amarelo, crescendo 9 cm diam., após quatro dias, a 25 °C, em MEA. Esporangióforos com parede incrustada, castanhos, 12–45 µm de diâm., eretos, sinuosos, curvos interior. Ramificações simples, simpodiais, monopodiais, longas ou curtas. Esporângios amarelos, globosos e subglobosos, com aspecto vítreo, 60–170 µm diâm., de parede equinulada, deliquescente, nos esporângios maduros, e persistente, nos jovens. Columelas castanhas-claras à amarelas, variáveis em forma, piriformes, algumas com constrição central, cônicas, oblongas, elipsoides, obovoides e subglobosas, com conteúdo amarelo, 33,5–110 (–130) × 4–90 (–110) µm.; colar evidente. Esporangiosporos verde-amarelados, com conteúdo granular, de formas e tamanhos variáveis, elípticos, 5–13 (–21,5) × 3–11 (–16) µm, globosos e subglobosos, 7–18 µm em diâm., alguns irregulares, 12–30 × 5–12 (–16) µm. Clamidosporos e zigospórângios não observados.

Figura 10 - *Mucor inaequisporus* - a. esporangióforo não ramificado com esporângio; b, c, d, e. esporangióforos e columelas não ramificados; f. esporangióforo simpodialmente ramificado e columela; g, h. esporangióforo não ramificado e columela; i. esporangiosporos. Barras de escala: a = 50 μ m, b = 25 μ m, c = 20 μ m, d = 20 μ m, e = 20 μ m, f = 100 μ m, g = 20 μ m, h = 25 μ m, i = 20 μ m.



Fonte: Leslie W. S. de Freitas.

Habitat: solo.

Distribuição: Gana, Indonésia, Irã, Malásia e Brasil. Esse é o primeiro relato para o Nordeste

do Brasil.

Material examinado: Brasil, Alagoas, Quebrangulo, Rerva Biológica de Pedra Talhada (REBIO), (09°14'42.9"S, 36°25'14.4" W), SOLO., 2019, L.W.S. Freitas. Holótipo (URM 8105).

Notas: O espécime aqui descrito produz columelas variadas em forma e tamanho, de acordo com o descrito por Schipper (1978) e Santiago *et al.* (2013). No entanto, apenas no espécime aqui descrito pode ser observada uma constricção central em algumas columelas piriformes e cilíndricas.

4. 3. 4 *Syncephalis alagoensis*

Syncephalis alagoensis Freitas, Ho, Melo e Santiago. Sp. nov.

Holótipo: 93150

Figura 11

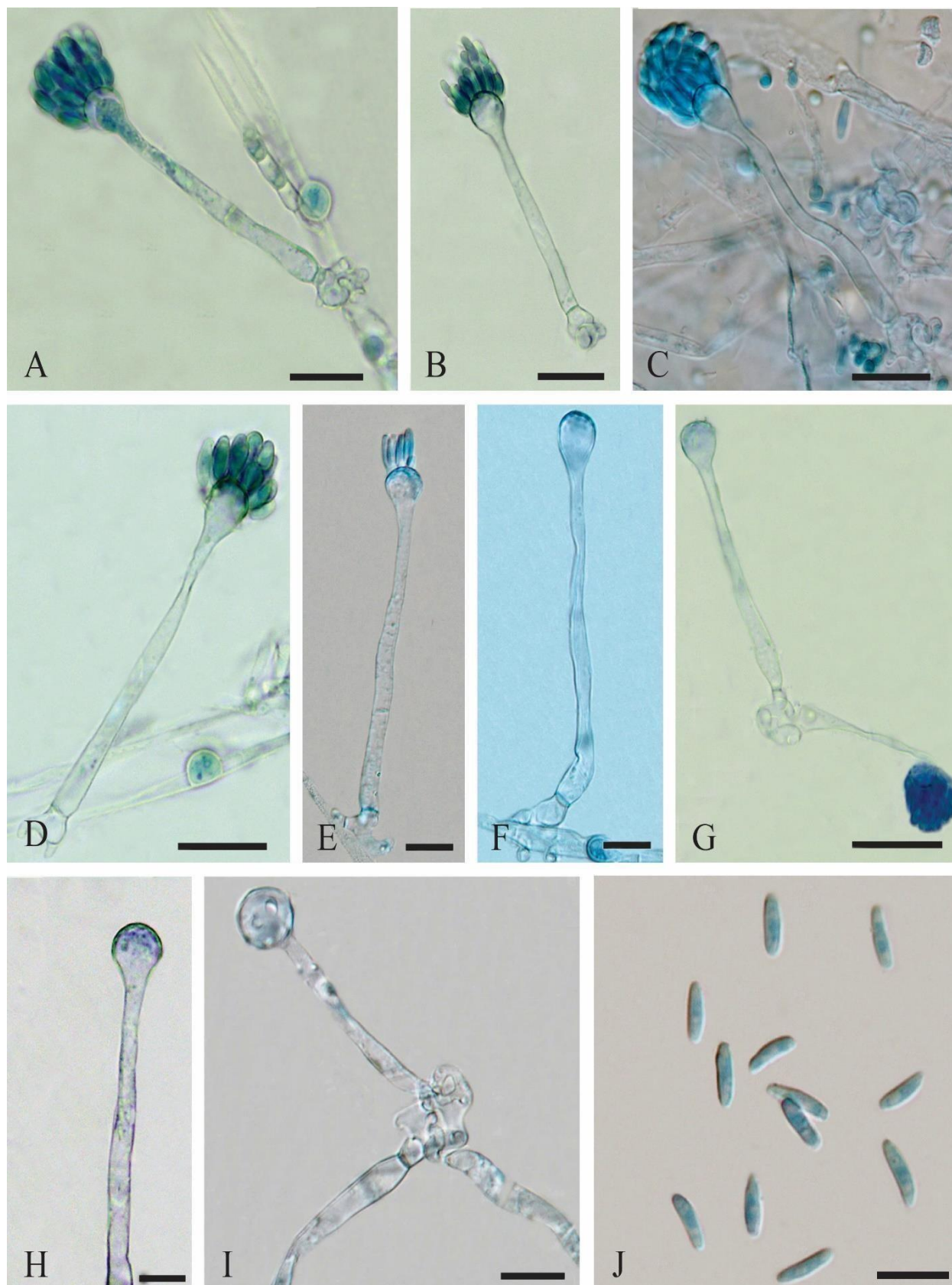
Merosporangióforos hialinos, de parede lisa, 45–70 µm de comprimento, eretos ou levemente tortuosos, não ramificados, isolados ou em grupos de até três, com 2,3–4,2 µm de diâm. no ápice, sendo um pouco mais largos na base, 2,4–7,2 µm em diâm. Rizóides basais hialinos, simples ou ramificados, com 5–15 µm de comprimento, com até dois septos. Vesículas férteis, hialinas, globosas, subglobosas ou elípticas, de parede lisa, 9,2–12,5 × 4–4,6 µm, portando merosporângios na terceira parte superior, sem cicatrizes evidentes após a liberação de merosporângios. Merosporângios hialinos, cilíndricos, eretos e levemente curvos, 17–23 × 2–2,7 µm, com parede lisa e deliquescente, com até três merosporos. Merosporos hialinos, de parede lisa, elípticos a fusiformes longos, alguns ligeiramente curvos, 5–11,5 × 2,3–2,6 µm, com até três corpos semelhantes a grânulos de óleo. Às vezes, os merosporos se separam e aderem formando uma massa viscosa globosa. Zigosporos não observados.

Habitat: Parasitando *Cunninghamella* sp. no solo.

Distribuição: Brasil, Alagoas.

Material examinado: Brasil, Alagoas, Quebrangulo, Reserva Ecológica da Pedra Talhada (REBIO) (09°14'02.3S 36°25'10.2W), solo., 2018, L.W.S. Freitas, H. Holótipo: 93150.

Figura 11 - *Syncephalis alagoensis*. A, B, C, D, E. Merosporangióforos simples com merosporângios e merosporos; F, H. Merosporangióforo simple com vesícula fértil; G, I. Merosporangióforos em grupos de dois (G) e três (I) e vesículas férteis. J. Merosporos. Barras de escala: A, B, C, D, G = 20 μ m; E, F, I = 10 μ m; H = 50 μ m.



Fonte: Leslie Waren e André Santiago.

Notas: *Syncephalis alagoensis* produz merosporangióforos eretos e levemente tortuosos. Merosporângios portando três merosporos cilíndricos e levemente curvados são formados sobre uma vesícula globosa.

4. 4 CHAVE TAXONÔMICA DICOTÔMICA PARA OS FUNGOS ZIGOSPÓRICOS DO SOLO DA REBIO E DO PARNAH

1. Rizóides opostos ao esporângio; apófise discreta ***Rhizopus stolonifer***
- 1.1. Rizóides, quando presentes, não opostos ao esporângio; apófise ausente e, se presente, proeminente..... 2
2. Esporangióforos surgindo em cachos de até 6 a partir do estolão ***Absidia caatinguesis***
- 2.1. Esporangióforos surgindo solitários do estolão, nunca em cachos 3
3. Columelas lisas, com uma ou mais projeções ***Lichtheimia hyalospora***
- 3.1. Columelas sem projeções 4
4. Esporangíolos uni- e/ou multiesporados ausentes9
- 4.1. Esporangíolos uni- e/ou multiesporados presentes..... 5
5. Esporangióforos curvados, quando jovens, e eretos na maturidade..... 6
- 5.1. Esporangióforos não como os acima7
6. Esporangiósporos ovóides e globosos..... ***Backusella lamprospora***
- 6.1. Esporangiósporos elipsóides ***B. indica***
7. Esporóforos terminando em uma vesícula.....8
- 7.1. Vesículas não formadas13
8. Produção de merosporângios ***Syncephalis alagoensis***
- 8.1 Produção de esporangíolos uniesporados.....9
9. Colônias brancas..... ***Cunninghamella echinulata* var. *echinulata***
- 9.1. Colônias cinzas 10
10. Vesículas constantemente clavadas ***C. clavata***
- 10.1.3 Vesículas de outras formas, se clavadas, apenas a minoria11
11. Esporóforos com ramificações verticiladas raras; esporangíolos marons a marrons escuros
C. phaeospora
- 11.1. Esporóforos com ramificações verticiladas comuns; esporangíolos cinzas para marons claros
..... 12
12. Ramificações longas e curtas no mesmo esporóforo; esporóforos principais comumente dividindo-se em dois ou mais esporóforos antes de formar uma vesícula
C. bertholletiae
- 12.1. Ramificações dos esporóforos semelhantes em tamanho; esporóforos principais sempre

terminando em uma vesícula.....	<i>C. elegans</i>
13. Esporangióforos não apofisados.....	14
13.1. Esporangióforos com apófise proeminente	19
14. Esporangióforos contendo vários septos.....	<i>Mucor septatum</i>
14.1 Esporangióforo com apenas um septo.....	15
15. Esporangióforos circinados; esporangiosporos em forma de “pipoca estourada”	<i>M. circinatus</i>
15.1. Esporangióforos não circinados e esporangióforos não como os acima	16
16. Esporangiosporos contendo grânulos nas extremidades	17
16.1. Esporangióforos sem grânulos nas extremidades	19
17. Columelas alongadas cônias ou em forma de chama de vela presentes	<i>M. guilliermondii</i>
17.1. Columelas não com as acima.....	18
18. Esporangiosporos irregulares, elipsoides e falciformes	<i>Mucor pernambucoensis</i>
18.1. Esporangiosporos elípticos.....	<i>M. subtilisimus</i>
19. Colônias amarelas; esporangióforos fortemente simpodialmente e/ou monopodialmente ramificados, esporangiosporos intensamente variados em forma e tamanho.....	<i>M. inaequisporus</i>
19.1 Colônias brancas a cinzas; esporangióforos comumente não ramificados ou com uma ramificação simples; esporangiosporos regulares em forma e tamanho	<i>M. fragilis</i>
19. Esporangiosporos em forma de lágrimas	<i>Gongronella lacrispora</i>
19.1. Esporangiosporos de outras formas.....	20
20. Células gigantes presentes.....	<i>G. brasiliensis</i>
20.1 Células gigantes ausentes	21
21. Esporângio estéril ocasionalmente formado e esporângio maduro medindo 7–22 (–28) µm em diâm	<i>G. butleri</i>
21.1. Esporângio estéril sempre formado e esporângio maduro medindo 17–35 (–40) µm em diâm.....	<i>Gongronella</i> sp. 3

5 DISCUSSÃO

5.1 ECOLOGIA DAS COMUNIDADES DE FUNGOS ZIGOSPÓRICOS EM DUAS ÁREAS DE MATA ATLÂNTICA DO NOREDESTE BRASILEIRO

O domínio Mata Atlântica é caracterizado pela ampla diversidade de espécies endêmicas (MYERS *et al.*, 2000), abrangendo cerca de 28 % do total do território brasileiro (REZENDE *et al.*, 2018), caracterizado por um conjunto de formações vegetais que sofrem ou não ação antrópica, sendo um domínio ameaçado pelo contínuo desmatamento e exploração dos recursos, provocando a perda da diversidade de espécies de diferentes de fungos (REIS *et al.*, 1992).

Estudos sobre fungos zigospóricos em ecossistemas brasileiros são fragmentados quando comparados aos de outros grupos de fungos. Para o Brasil, foram reportados 114 táxons de Mucoromyceta nos domínios Caatinga (29 táxons), Cerrado (16) e Mata Atlântica (70) (SANTIAGO & MAIA, 2010; LIMA *et al.*, 2016; ALVES *et al.*, 2017; DE SOUZA *et al.*, 2017, 2018; LIMA *et al.*, 2018; FLORA DO BRASIL 2020, EM CONSTRUÇÃO) e 15 táxons de Zoopagomyceta nos domínios Caatinga (2), Cerrado (1) e Mata Atlântica (12) (FLORA DO BRASIL 2020, EM CONSTRUÇÃO). Nesse estudo, foram isoladas 33 espécies de fungos zigospóricos, sendo 30 de Mucorales, duas de Umbelopsidales e uma de Zoopagales. A ordem Mucorales é maior em número de espécies (mais de 200) dentro do subreino Mucoromyceta, quando comparada à Umbelopsidales, com 17 espécies reconhecidas (WIJAYAWARDENE *et al.*, 2018). Portanto, essa diferença no número de gêneros e espécies entre essas duas ordens era esperada. Quanto a ordem Zoopagales (subreino Zoopagomyceta), pouco mais de 190 espécies são descritas (KIRK *et al.* 2008; WIJAYAWARDENE *et al.*, 2018), muitas das quais, mesmo sendo micoparasitas obrigatórios, são comuns em solo. Entretanto, a metodologia de isolamento utilizada nesse trabalho priorizou o isolamento de táxons de Mucoromyceta, podendo-se afirmar que a observação da espécie nova, *Syncephalis alagoensis*.

Algumas das espécies de fungos zigospóricos observadas nesse trabalho foram reportadas por outros autores em solo de áreas da Mata Atlântica brasileira, como *B. constricta*, *C. phaeospora*, *G. butleri*, *M. circinatus*, *C. echinulata* var. *echinulata*, *C. elegans*, *M. fragilis* e *M. subtilissimus*, que foram isoladas em São Paulo - SP (TRUFEM, 1981; SCHOENLEIN-CRUSIUS & MILANEZ, 1997, 1998; DOS SANTOS *et al.*, 1998 e SCHOENLEIN-CRUSIUS *et al.* 2006), Goiana - PE (DE SIQUEIRA, 2011) e em Recife - PE (LIMA *et al.* 2018). Em se tratando dos estados de Alagoas e Bahia, não existem registros de estudos ecológicos, taxonômicos e filogenéticos sobre esse grupo de fungos em Mata Atlântica, sendo esse trabalho pioneiro para a REBIO e para o PARNAH.

O maior número de UFC.g⁻¹ de solo foi verificado para *Absidia* sp., seguida por *M. circinatus* e por *Absidia* sp. 1. Contrapondo os nossos resultados, Alves (2016) relataram *Cunninghamella* sp. 1 com maior número de UFC.g⁻¹ de solo seguida por *G. butleri*, em solos de áreas de brejo de altitude de Pernambuco. Ainda desse último ecossistema, em Pernambuco, Lima (2018) citaram, da Serra do Bonito, *C. bertholletiae* com maior número de UFC.g⁻¹ de solo, enquanto de Souza *et al.* (2019), reportaram, do solo do Brejo da Serra do Bituri, *G. butleri* com maior número de UFC.g⁻¹ de solo, seguida por *C. bertholletiae* e *Absidia* sp. 1, enquanto, do solo de Taquaritinga do Norte, as espécies que apresentaram os maiores valores de UFC.g⁻¹ de solo foram *Absidia* sp., *Gongronella butleri* e *C. bertholletiae*. Nota-se, de maneira geral, que os números de UFC.g⁻¹ de solo, das espécies de Mucorales, variaram consideravelmente nos solos das áreas estudadas do solo de Mata Atlântica da REBIO e PARNAH mesmo entre os solos dos diferentes brejos de altitude de Pernambuco anteriormente estudados. Essa

diferença era esperada, já que se trata de áreas e ecossistemas diferentes e pouco explorados, com coletas realizadas em diferentes épocas do ano. No entanto, deve-se considerar que *Absidia* sp.1, isolada por Lima (2018), *Absidia* sp. 1, reportada por de Souza *et al.* (2019) e *Absidia* sp. 3, reportada nesse trabalho, são similares, além de que tal fato indica a elevada prevalência desse gênero em solos de Mata Atlântica e de Brejos de Altitude do Nordeste do Brasil.

Tanto para a REBIO, quanto para o PARNAH, verificou-se que a diversidade de Shannon-Wiener foi elevada no período chuvoso, tanto para a zona nativa, quanto para a antropizada. No período seco, houve diminuição na diversidade em ambas as zonas das áreas de estudo. Esses dados indicam que a sazonalidade exerce maior influência na diversidade desses fungos do que o fator antropização, mesmo que ambas as áreas pertençam a ecossistemas de Mata Atlântica e que estejam localizadas em diferentes regiões sujeitas a distintas ações antrópicas, como, por exemplo, no PARNAH, onde ações predatórias sobre a fauna e flora, especialmente para o extrativismo de madeira, para abastecer o mercado de artesanato da região da Costa do Descobrimento, são atividades frequentes (MARQUES *et al.*, 2014). A antropização na REBIO decorre da situação fundiária irregular, com presença de pessoas residindo na reserva, gerando atividades de degradação ambiental, como agricultura, pecuária e silvicultura, além dos incêndios para realização de práticas agropastoris (ALMEIDA *et al.*, 2006). Ações antrópicas influenciam negativamente o desenvolvimento de espécies vegetais, podendo acarretar mudanças na composição microbiana da rizosfera. A compactação do solo por tráfego de máquinas em operações de preparo do solo, semeadura e colheitas, resultam no aumento da porosidade e permeabilidade do solo, juntamente com a não distribuição de nutrientes e água para as plantas, reduzindo trocas gasosas e disponibilidade de oxigênio, prejudicando a flora e funga nativas (MARENGO *et al.*, 2019). Ainda assim, a diversidade encontrada nas zonas nativas e antropizadas nas áreas de estudo pode ser considerada elevada, quando comparada com a de outros estudos realizados no Brasil. Lima (2018) reportou menor diversidade de fungos zigospóricos nos brejos de altitude da Serra de Bonito ($H' = 1,098$) e do Sítio da Palmeira ($H' = 0,693$), enquanto Lima *et al.* (2018a) estimaram em 1,691 a diversidade de fungos zigospóricos no solo de Mata Atlântica da Reserva Ecológica de Dois Irmãos. Valor de diversidade de fungos zigospóricos próximo ao observado no solo da REBIO (zona Natutal, período chuvoso; $H' = 2,73$) foi reportado por de Souza (2019), no solo do brejo da Serra do Bituri ($H' = 2,763$). Como era esperado, os índices de diversidade observados nesse estudo são superiores aos verificados por Lima *et al.* (2016) em áreas de Carrasco ($H' = 1,89$), Caatinga com solo arenoso ($H' = 1,56$), Caatinga nativa ($H' = 1,31$) e Caatinga antropizada ($H' = 1,03$), pois as áreas recebem chuvas abundantes, umidade e calor moderado, com solo rico em nutrientes. Provavelmente, a menor diversidade de espécies de fungos zigospóricos verificada nas áreas de Caatinga é consequência do solo raso e pedregoso constantemente observado nas áreas abrangidas por esse domínio, além de ser esse um dos domínios mais secos e quentes conhecido,

onde a temperatura do solo pode chegar a 60 °C e o sol forte acelera a evaporação das águas dos lagos e rios, não obtendo umidade e nutrientes suficientes para o desenvolvimento fúngico (ASSOCIAÇÃO CAATINGA 2018, 2020).

Os resultados desse trabalho mostram elevada riqueza de espécies de fungos zigospóricos em solos de Mata Atlântica das áreas inventariadas, quando comparada à riqueza reportada em outros estudos em domínios brasileiros, como Caatinga, com 29 táxons, e Cerrado, com 16 (FLORA DO BRASIL 2020, EM CONSTRUÇÃO). Dentre os fungos zigospóricos isolados, os gêneros *Absidia*, *Mucor* e *Gongronella* foram predominantes em número de espécies. A elevada riqueza de espécies de *Mucor* nas amostras de solo coletadas, quando comparada à riqueza dos outros gêneros de fungos zigospóricos, era esperada, por ser esse o gênero com maior número de espécies descritas (a maioria isolada do solo) dentro de Mucoromyceta. Em contrapartida, *Lichtheimia*, *Rhizopus*, *Syncephalis* e *Umbelopsis* exibiram menor representatividade de táxons nas áreas inventariadas. Espécies de *Lichtheimia* e *Rhizopus* são comumente isoladas de solos de ambientes com temperaturas médias elevadas, como as do domínio Caatinga (SANTIAGO *et al.*, 2014; LIMA *et al.*, 2016). Com exceção de *L. brasiliensis*, todas as espécies de *Lichtheimia* são termotolerantes, com bom desenvolvimento entre 35 e 53 °C (HOFFMANN *et al.*, 2007; HOFFMANN *et al.*, 2009). De acordo com Dolatabadi *et al.* (2014), algumas espécies de *Rhizopus* também são termotolerantes, podendo crescer em até 52 °C, como *R. microsporus* e *R. arrhizus*. Pode-se inferir, portanto, que as condições de temperatura na REBIO e PARNAH não são favoráveis para o desenvolvimento de espécimes de *Rhizopus* e *Lichtheimia*, visto que, quando comparada as áreas da Caatinga, a Mata Atlântica exibe maior umidade do solo e ar, além de temperaturas mais amenas, mesmo em áreas antropizadas (CAMPANILI & SCHAFFER, 2010). Alguns táxons de *Umbelopsis* são resistentes ao calor, mas não crescem ambientes com temperaturas elevadas (MEYER & GAMS, 2003). *Umbelopsis versiformis* Amos & H.L. Barnett, se desenvolve bem a 30 °C (AMOS, 1966), enquanto *U. isabellina* e *U. ovata* exibem melhores crescimentos a 25°C (BEZERRA *et al.*, 2018) e 21 °C (YIP, 1986b), respectivamente. Nos solos da REBIO e PARNAH, *U. ovata* foi isolada nos períodos chuvoso e seco, enquanto *U. isabellina*, observada apenas no PARNAH, durante a época chuvosa.

Syncephalis alagoensis, foi observada apenas no solo da REBIO, durante o período chuvoso, provavelmente pela maior diversidade de Mucorales nessa época, visto que táxons de *Syncephalis* são parasitas obrigatórios de Mucorales, Mortierellales e Ascomycota (BENNY *et al.*, 2017). No entanto, como a metodologia utilizada nesse trabalho não priorizou o isolamento e a identificação de táxons de Zoopagales, não se pode inferir a real distribuição dessa espécie nas áreas de estudo tão pouco os efeitos da sazonalidade na distribuição da mesma.

O teste qui-quadrado não apontou diferenças significativas entre a riqueza de espécies

identificadas entre as áreas, considerando-se as zonas nativa e antropizada e os períodos de coleta, o que indica que a sazonalidade e os processos de antropização não influenciaram na riqueza de fungos zigospóricos. Corroborando os resultados desse estudo, Santos *et al.* (1998) também não evidenciaram a influência da sazonalidade na riqueza de espécies de fungos zigospóricos em três áreas, sendo uma delas remanescente da Mata Atlântica, na Ilha dos Eucaliptos, na represa de Guarapiranga, em São Paulo. Da mesma forma, de Souza (2019) não verificou diferenças significativas entre a riqueza desses fungos entre solos dos brejos de Taquaritinga do Norte e da Serra do Bituri, embora tenha reportado diferença significativa na riqueza entre o brejo do Sítio Carro Quebrado e os dois últimos.

Os estimadores Chao1 e Jackife1 indicaram que a riqueza esperada não foi alcançada, o que sugere que a realização de coletas de solo adicionais na REBIO e no PARNAH podem revelar espécies diferentes das isoladas nesse trabalho e informações adicionais sobre a estruturação das comunidades dos fungos zigospóricos em ambas as áreas. No entanto, a riqueza de espécies encontrada nesse estudo pode ser considerada elevada, quando comparada à de outros trabalhos de Mata Atlântica do Brasil, como os reportados por Trufem (1981 a, b) que realizou coletas de solo em diferentes municípios, no estado de São Paulo, e identificou 25 espécies de fungos zigospóricos distribuídas entre os gêneros *Absidia*, *Circinella*, *Cunninghamella*, *Gongronella* e *Rhizopus*. Dentre os táxons citados pela autora, apenas *C. echinulata*, *C. elegans*, *G. butleri* e *Mucor fragilis* foram também isoladas nesse estudo, o que indica que há diferença na composição de espécies entre os solos analisados por Trufem (1981 a, b) e os desse trabalho. Schoenlein-Crusius & Milanez (1997) realizaram estudo na Mata Atlântica da Reserva Biológica do Alto da Serra de Paranapiacaba, em Santo André, no Estado de São Paulo, tendo registrado 13 espécies de fungos zigospóricos pertencentes aos gêneros *Mucor*, *Absidia* e *Rhizopus*. Interessante notar que nenhuma das espécies isoladas pelos autores supracitados esteve presente no solo da REBIO e do PARNAH. Maior riqueza de espécies, em comparação à verificada nesse estudo, foi reportada por Schoenlein-Crusius *et al.* (2006), que isolaram 36 espécies de solos de uma área de Mata Atlântica, em Cubatão, São Paulo, dentre as quais apenas *Backusella lamprospora*, *C. echinulata*, *C. elegans*, *M. circinatus* (citada como *C. simplex*), *M. subtilissimus* e *R. stolonifer* foram isoladas nesse estudo, enquanto Lima *et al.* (2018a) isolaram nove espécies de Mucorales do solo de Mata Atlântica do Parque Ecológico de Dois Irmãos, localizado no Recife – PE, sendo que apenas quatro foram reportadas nesse trabalho. O mesmo foi verificado por de Siqueira (2011), que analisou amostras de solo de Mata Atlântica em Goiana – PE e isolou 11 táxons, dos quais apenas três foram observados nesse estudo. De acordo com os resultados obtidos, nota-se baixa correspondência entre os resultados desses últimos trabalhos e os aqui descritos, mesmo que todas as citações tenham sido para áreas de Mata Atlântica. Fica claro que estudos realizados em áreas com diferentes localizações, com variados tipos de clima e vegetação, revelam diferenças na composição de espécies de

fungos zigospóricos.

Lima (2018) verificou elevada equitabilidade das comunidades de fungos zigospóricos em área de tabuleiro, com menores índices para restinga, floresta ombrófila densa e mangue. De Souza (2019) observou equitabilidade similar entre solos dos brejos de altitude do Sítio Carro Quebrado e Serra do Bituri, exceto para o brejo de Taquaritinga do Norte, que apresentou índice menor, diferente deste estudo, em que os dados de equitabilidade foram semelhantes entre as áreas inventariadas (REBIO e PARNAH).

Dentre as 28 espécies isoladas do solo da REBIO, *C. bertholletiae* e *Absidia* sp. 3 foram muito frequentes, enquanto *M. subtilissimus* foi frequente. A maioria das espécies foram pouco frequentes ou raras. Para o solo do PARNAH, a maioria das espécies também foram pouco frequentes ou raras, tendo *C. bertholletiae*, *B. lampropora* e *M. circinatus* sido muito frequentes. Contrapondo os resultados desse trabalho, Lima *et al.* (2018a) identificaram *M. circinatus* como a espécie mais frequente, seguida por *G. butleri* no solo da Reserva Ecológica de Dois Irmãos, em Recife – PE e de Souza (2019) relatou *G. butleri* com maior frequência de ocorrência em Brejos de Altitude, seguida por *Absidia* sp. 1 e *C. bertholletiae*. Lima (2018) reportou *Absidia* sp. 2 com maior frequência de ocorrência, seguida por *C. bertholletiae* e *R. stolonifer*. No entanto, é importante salientar que espécies de *Absidia*, *Cunninghamella* e *Mucor* têm sido notificadas com elevada frequência de ocorrência em solos de Mata Atlântica e Brejos de Altitude em Pernambuco, sobretudo *Absidia* spp. e *C. bertholletiae*, corroborando os resultados deste estudo.

As comunidades de fungos zigospóricos dos solos do PARNAH e REBIO variaram quanto à composição de espécies. No entanto, verificou-se que solos coletados no mesmo período do ano, ou seja, seco ou chuvoso, foram, em geral, mais similares em relação à composição de espécies de fungos zigospóricos, independente do fator antropização. Tal fato indica que, assim como o observado para a diversidade, a sazonalidade influenciou na composição de espécies desses fungos nas áreas estudadas. Embora trabalhos realizados em Pernambuco tenham evidenciado similaridade da composição de fungos zigospóricos em solos de Áreas de Mata Atlântica (LIMA *et al.*, 2018) e de brejos de altitude (LIMA, 2018; DE SOUZA, 2019), nenhum desses trabalhos discute a influência da sazonalidade na composição de espécies, diversidade e riqueza de fungos zigospóricos em áreas de Mata Atlântica. Diferente do observado nesse estudo, Santiago & Souza-Motta (2006) não constataram influência da sazonalidade no número de isolados de Mucorales em solos afetados pela extração de cobre na Mineradora Caraíba, Jaguari, Bahia. De acordo com Tsai *et al.* (1992), em períodos de maior umidade, ocorre a liberação de substratos das superfícies das argilas ou de matéria orgânica, estimulando a atividade metabólica nos solos.

No presente estudo foram identificadas espécies de fungos pertencentes a três

diferentes ordens (Mucorales, Umbelopsidales e Zoopagales). *Absidia* sp. 1, sp. 2, sp. 3 e sp. 4 e *Gongronella* sp. 1 e sp. 2 são prováveis espécies novas, com diferenças morfológicas em relação às demais espécies identificadas para os gêneros. O sequenciamento das regiões (ITS/LSU) do rDNA desses espécimes estão em andamento para a confirmação genética desses táxons. *Syncephalis alagoensis* e *Gongronella* sp. 3, são novas espécies, contribuindo para o conhecimento sobre fungos zigospóricos parasitas e sapróbias do Brasil. *Backusella indica* e *U. ovata* estão sendo registradas pela primeira vez para o Brasil e *M. inaequisporus* descrito como nova ocorrência para o nordeste do país. É importante salientar que estudos ecológicos sobre fungos zigospóricos em áreas de Mata Atlântica são escassos. Desta maneira, pesquisas subsequentes que visem o conhecimento da estrutura das comunidades desses fungos, bem como o emprego das espécies isoladas em processos biotecnológicos e de biorremediação devem ser incentivadas. De acordo com os dados coletados nesse estudo, os processos de antropização não influenciam na estruturação das comunidades de espécies desses fungos. É possível que: (1) os processos de antropização sejam recentes nas áreas estudadas, de forma que os efeitos dos mesmos ainda não possam ser notados nas comunidades; (2) As espécies isoladas apresentam boa aclimação às adversidades geradas pela antropização nas duas áreas; (3) O número de coletas de solo não tenha sido suficientes para o total conhecimento das comunidades dos fungos zigospóricos no solo da REBIO e do PARNAH. Futuros estudos nessas áreas, com coletas de solo adicionais, poderão auxiliar o entendimento da influência da antropização na estruturação das comunidades desses fungos nas áreas de estudo.

5. 2 BACKUSELLA INDICA

A espécime descrita neste estudo forma esporangióforos recurvados, quando jovens, e eretos na maturidade. Os esporangióforos curtos exibem ramificações simpodiais, recurvadas, enquanto os longos são eretos e com ramificações simples. *Backusella indica* foi descrita como *M. recurvus* var. *indicus* E.E. Butler por BAIJAL & MEHROTRA (1966) e, posteriormente, transferida para *Backusella* por Walther *et al.* (2013) com base em análises morfológicas e filogenéticas.

Backusella indica se diferencia morfológicamente de *B. constricta* por não formar columelas cilíndricas com constrição central, característica comum dessa última espécie (LIMA *et al.*, 2016). *Backusella indica* produz esporângios uniesporados e multiesporados abundantes, diferentemente de *B. circina* que produz esporângios uniesporados em abundância, enquanto os multiesporados são raros (BENNY & BENJAMIN, 1975). Em *B. gigacellularis* observa-se a produção de esporangiosporos elipsóides, assim como em *B. indica*. Contudo, *B. gigacellularis* produz células gigantes e estruturas globosas visíveis a olho nu, até o momento não definidas (SOUZA *et al.*, 2014), enquanto *B. indica* não apresenta tais características. Entretanto, os esporangiosporos de *B. indica* são diferentes dos

esporangiosporos globosos e subglobosos de *B. lamprospora* (BENNY & BENJAMIN, 1975).

Assim como em *B. indica*, espécimes de *B. oblongispora*, *B. recurva* e *B. variabilis* os esporangiosporos se apresentam elipsoides. Entretanto, *B. oblongispora*, *B. recurva* e *B. variabilis* não produzem esporângios (SCHIPPER, 1978). Em *B. tuberculispora*, os esporangiosporos são globosos, subglobosos e elipsóides, além de serem formados esporangiosporos poliédricos irregulares, com protusões (BENNY & BENJAMIN 1975; SCHIPPER, 1978), diferentes dos esporangiosporos de *B. indica*.

5. 3 MUCOR INAEQUISPORUS

Essa espécie foi descrito primeiramente por Dade (1937) em amostras de frutos de *Spondias mombin* L. Santiago *et al.* (2013) reportaram em frutos maduros de *Syzygium cumini* L. As características morfológicas dos espécimes supracitados são semelhantes, embora Dade (1937), Schipper (1978) e Santiago *et al.* (2013) tenham observado algumas variações em relação ao tamanho de estruturas, como da columela, dos esporangióforos, esporângios e esporângiosporos, em relação à descrição do holótipo. Santiago *et al.* (2013) relataram esporangióforos com inchaços irregulares distribuídos de maneira aleatória, uma característica não observada no espécime isolado nesse estudo. Essa característica também não foi evidenciada nos espécimes descritos por Dade (1937) e Schipper (1978). A variação da forma das columelas foi citada por todos os autores mencionados, sendo predominantemente piriforme. No entanto, apenas no nosso espécime observa-se uma constrição central em algumas columelas cilíndricas e piriformes. Entretanto, tal diferença não parece suficiente para a proposição de uma nova variedade dessa espécie.

5. 4 SYNCEPHALIS ALAGOENSIS

Neste estudo, foi descrita *S. alagoensis*, encontrada parasitando *Cunninghamella* sp., isolada do solo da REBIO. Os merosporângios são cilíndricos e portam de dois a três merosporos, longos elípticos a fusiformes, alguns ligeiramente curvos. Morfologicamente, *S. nana* Dade, *S. leadbeateri* Bawcutt, *S. tetraspora* M.S. Pali & B.J. Oatil e *S. floridana* Benny & H.M. Ho podem ser inicialmente confundidas com *S. alagoensis*, ambas as espécies produzem merosporangióforos curtos (menores que 180 µm de comprimento), retos, sinuosos e/ou ligeiramente curvos. No entanto, *S. nana* exibe até dois merosporos em cada merosporângio, distinguindo-se de *S. alagoensis* que produz até três merosporos em cada merosporângio. *Syncephalis leadbeateri* também produz merosporângios com até três merosporos. As principais diferenças entre o nosso isolado e *S. leadbeateri* são o tamanho e forma dos merosporos, que são naviculados (3–9,8 µm de comprimento) na primeira espécie (BAWCUTT, 1983) e elípticos a fusiformes em *S. alagoensis* (5–11, 5 × 2,3–2,6 µm). *Syncephalis alagoensis*

e *S. tetraspora* também produzem merosporangióforos levemente curvos, mas o merosporângio de *S. tetraspora* comporta até quatro merosporos doliiformes, medindo $1-2 \times 5-5,5 \mu\text{m}$ (PATIL & PATIL, 1994), diferentes dos merosporângios de *S. alagoensis* que produzem até três merosporos sendo mais alongados, curvos. Além disso, os merosporangióforos de *S. tetraspora* têm até $140 \mu\text{m}$ em comprimento, sendo consideravelmente maiores do que os observados em *S. alagoensis*. *Syncephalis floridana* forma merosporangióforos de $44-170 \mu\text{m}$ de comprimento, sendo solitários, em pares ou ocasionalmente em tufo de três ou mais, formando vesículas férteis de $12,5-15 \times 11,5-15 \mu\text{m}$ (BENNY *et al.*, 2017), diferentemente de *S. alagoensis*, que produz merosporangióforos com $45-70 \mu\text{m}$ de comprimento, isolados ou em grupos de até três, com vesículas férteis de $9,2-12,5 \times 4-4,6 \mu\text{m}$.

O fato de *S. alagoensis* ser micoparasita obrigatória, não crescendo em cultura pura, tornou-se um entrave para a realização de estudos moleculares. Portanto, a proposição dessa espécie foi baseada nas características microscópicas, como formas e tamanhos dos merosporangióforos, merosporângios, vesículas e merosporos.

6 CONCLUSÕES

De acordo com os resultados obtidos no presente trabalho e, considerando-se as condições experimentais estabelecidas, conclui-se que:

- Trinta e três espécies de fungos zigospóricos ocorrem no solo da REBIO e do PARNAH;
- Nem os processos de antropização, nem a sazonalidade influenciam na riqueza de espécies de fungos zigospóricos do solo da REBIO e do PARNAH;
- A sazonalidade influencia na diversidade dos fungos zigospóricos no solo da REBIO e do PARNAH, sendo a diversidade mais elevada no período chuvoso, enquanto a antropização não influencia na diversidade desses fungos nas áreas de estudo;
- A sazonalidade influencia na composição de espécies de fungos zigospóricos no solo da REBIO e do PARNAH, enquanto a antropização não parece exercer influência na composição de espécies desses fungos nas áreas de estudo;
- As comunidades de fungos zigospóricos do solo da REBIO e do PARNAH exibem equitabilidade similar de fungos zigospóricos;
- A maioria das espécies de fungos zigospóricos do solo da REBIO e do PARNAH são pouco frequentes ou raras, com pequeno número de táxons muito frequentes ou frequentes;
- *Syncephalis alagoensis* e *Gongronella* sp. 3 são espécies novas;
- *Backusella indica* e *Umbelopsis ovata* ocorrem no Brasil;
- *Mucor inaequisporus* ocorre no Nordeste do Brasil.

REFERÊNCIAS

- ABE, A.; ODA, Y.; ASANO, K.; SONE, T. The molecular phylogeny of the genus *Rhizopus* based on rDNA sequences. **Bioscience, biotechnology, and biochemistry**, v. 70, n. 10, p. 2387-2393, 2006.
- ADAMČÍK, S.; CAI, L.; CHAKRABORTY, D.; CHEN, X. H.; COTTER, H. V. T.; DAI, D. Q.; HYDE, K. D. Fungal biodiversity profiles 1–10. **Cryptogamie, Mycologie**, v. 36, n. 2, p. 121-167, 2015.
- AKONE, S.H.; RAHN, S.; HENRICH, B.; DALETOS, G.; VARDAMIDES, J. C.; NKENGFACK, A. E.; PROKSCH, P. 2-Pentenedioic acid derivatives from a soil-derived fungus *Gongronella butleri*. **Phytochemistry Letters**, v. 10, p. 184-188, 2014.
- ALASTRUEY-IZQUIERDO, A.; HOFFMANN, K.; DEHOOG, G.S.; RODRIGUEZ-TUDELA, J.L.; VOIGT, K.; BIBASHI, E.; WALTHER, G. Species Recognition and Clinical Relevance of the Zygomycetous Genus *Lichtheimia* (syn. *Absidia Pro Parte, Mycocladus*). **Journal of Clinical Microbiology**, v. 48, n.6, p. 2154-2170, 2010.
- ALCALDE, E.; CERDÁ-OLMEDO, E.; AL-BABILI, S. Apocarotenoids produced from β -carotene by dioxygenases from *Mucor circinelloides*. **Microbiology**, v. 165, n. 4, p. 433-438, 2019.
- ALEXOPOULOS, C. J.; MIMS, C. W.; BLACKWELL, M. **Introductory Mycology**. 4ª Edição. New York: John Wiley & Sons, 1996. 870p.
- ALMEIDA, D. S. Floresta Atlântica. In: Recuperação ambiental da Mata Atlântica [online]. 3rd ed. rev. and enl. Ilhéus, BA: Editus, 2016, pp. 42-46.
- ALMEIDA, H.; PEREIRA, C. F.; SEIXAS, J. A. B.; CUNHA, A. M. C. Plano Operativo de prevenção e combate aos incêndios florestais da Reserva Biológica de Pedra Talhada. **Quebrangulo, AL: MMA**, 2006.
- ÁLVAREZ, E.; CANO, J.; STCHIGEL, A. M.; SUTTON, D. A.; FOTHERGILL, A. W.; SALAS, V.; GUARRO, J. Two new species of *Mucor* from clinical samples. **Medical mycology**, v. 49, n. 1, p. 62-72, 2011.
- ALVES, A. L. S. M. **Diversidade de Mucorales em solos de Brejo de altitude do semiárido de Pernambuco**. Dissertação de mestrado – Universidade Federal de Pernambuco, Recife, Brasil. p. 82, 2016.
- ALVES, A.L.S.M. et al. *Cunninghamella clavata* from Brazil: a new record for the western hemisphere. **Mycotaxon**, v. 132, p. 381–389, 2017.
- ALVES, M. H.; CAMPOS-TAKAKI, G. M.; PORTO, A. L. F.; MILANEZ, A. I. Screening of *Mucor* spp. for the production of amylase, lipase, polygalacturonase and protease. **Brazilian Journal of Microbiology**, v. 33, n. 4, p. 325-330, 2002.
- AMOS, R. E.; BARNETT, H. L. *Umbelopsis versiformis*, a new genus and species of the imperfects. **Mycologia**, v. 58, p. 805-808, 1966.
- ANDRADE SILVA, N.; LUNA, M.; SANTIAGO, A.; FRANCO, L.; SILVA, G.; DE SOUZA, P.; CAMPOS-TAKAKI, G. Biosurfactant-and-bioemulsifier produced by a promising *Cunninghamella echinulata* isolated from caatinga soil in the northeast of Brazil. **International journal of molecular sciences**, v. 15, n. 9, p. 15377-15395, 2014.
- ANTONOV, N. K.; TANG, R.; GROSSMAN, M. E. Utility of touch preparation for rapid

diagnosis of cutaneous mucormycosis. **JAAD case reports**, v. 1, n. 4, p. 175, 2015.

ARIYAWANSA, H. A. et al. Fungal diversity notes 111–252—taxonomic and phylogenetic contributions to fungal taxa. **Fungal diversity**, v. 75, n. 1, p. 27-274, 2015.

ASSOCIAÇÃO CAATINGA. 2018. Disponível em: <https://www.acaatinga.org.br/sobre-a-caatinga/>. Acessado em 14 de Janeiro de 2020.

BABU, A. G.; REJA, S. I.; AKHTAR, N.; SULTANA, M.; DEORE, P. S.; ALI, F. I. Bioremediation of Polycyclic Aromatic Hydrocarbons (PAHs): Current Practices and Outlook. In: **Microbial Metabolism of Xenobiotic Compounds**. Springer, Singapore, 2019. p. 189-216.

BATTAGLIA, E.; BENOIT, I.; VAN DEN BRINK, J.; WIEBENGA, A.; COUTINHO, P. M.; HENRISSAT, B.; DE VRIES, R. P. Carbohydrate-active enzymes from the zygomycete fungus *Rhizopus oryzae*: a highly specialized approach to carbohydrate degradation depicted at genome level. **BMC genomics**, v. 12, n. 1, p. 38, 2011.

BAWCUTT, R. A. Biology of *Syncephalis leadbeateri* sp. nov. (Mucorales) and observations on *Syncephalis*. **Transactions of the British Mycological Society**, v. 80, n. 2, p. 219-230, 1983.

BENJAMIN, R. K. 1979. Zygomycetes and their spores. **The whole fungus**, v. 2, p. 573-621, 1979.

BENJAMIN, R. K. The merosporangiferous Mucorales. **Aliso: A Journal of Systematic and Evolutionary Botany**, v. 4, n. 2, p. 321-433, 1959.

BENNY, G. E.; SMITH, M. E. Notes on *Syncephalis* (Zoopagales, Zoopagomycota) from the Farlow Herbarium, with the description of a new species, *Syncephalis aethiopica*. **Mycologia**, v. 110, n. 1, p. 192-200, 2018.

BENNY, G. L. 2008. The methods used by Dr. R.K. Benjamin, and other Mycologists to isolate Zygomycetes. **Aliso: A Journal of Systematic and Evolutionary Botany**, v. 26, n. 1, p. 37-61, 2008.

BENNY, G. L. Zygomycetes. In: Benny GL (ed.) *Synopsis and Classification of Living Organisms*. New York: McGraw - Hill Book Co. 1982, p. 184–195.

BENNY, G. L.; KIRK, P. M.; VOIGT, K. The family structure of the *Mucorales*: a synoptic revision based on comprehensive multigene-genealogies. **Persoonia: Molecular Phylogeny and Evolution of Fungi**, v. 30, p. 57, 2013.

BENNY, G. L. Zygomycetes. 2009. Disponível em: <http://www.zygomycetes.org>. Acesso em: 02/12/2019.

BERGER, L. R. R.; STAMFORD, T. C. M.; DE OLIVEIRA, K. Á. R.; PESSOA, A. D. M. P.; DE LIMA, M. A. B.; PINTADO, M. M. E.; DE SOUZA, E. L. Chitosan produced from Mucorales fungi using agroindustrial by-products and its efficacy to inhibit *Colletotrichum* species **International journal of biological macromolecules**, v. 108, p. 635-641, 2018.

BEZERRA, Jadson Diogo Pereira et al. Mycological diversity description I. **Acta Botanica Brasilica**, v. 32, n. 4, p. 656-666, 2018.

BHANSALI, A.; BHADADA, S.; SHARMA, A.; SURESH, V.; GUPTA, A.; SINGH, P.; DASH, R. J. Presentation and outcome of rhino-orbital-cerebral mucormycosis in patients with diabetes. **Postgraduate medical journal**, v. 80, n. 949, p. 670-674, 2004.

BLACKWELL, M. The Fungi: 1, 2, .5.1 million species? **American journal of botany**, v. 98, n. 3, p. 426-438, 2011.

BOEDIJN, K. B. Notes on the Mucorales os Indonesia. **Sydowia**, v. 12, p. 321-362, 1959

BRETTTHOLZ, A. M.; MCCAULEY, S. O. Mucormycosis: Early Identification of a Deadly Fungus. **Journal of Pediatric Oncology Nursing**, v. 35, n. 4, p. 257-266, 2018.

BRIDGE, P.; SPOONER, B. Soil fungi: diversity and detection. **Plant and soil**, v. 232, n. 1-2, p. 147-154, 2001.

BUMDCHEN, C. Avaliação da distribuição da estatística R e nível descritivo amostral na Análise de Similaridade – ANOSIM: um estudo de caso do Projeto MAPEM. 2010.

CARCELLER, F.; OÑORO, G.; BUITRAGO, M. J.; HERRERO, B.; LASSALETIA, Á., PÉREZ-MARTÍNEZ, A.; MADERO, L. *Cunninghamella bertholletiae* infection in children: review and report of 2 cases with disseminated infection. **Journal of pediatric hematology/oncology**, v. 36, n. 2, p. e109-e114, 2014.

CLARKE, K.R.; GORLEY, R.N. Primer v.6 User Manual\Tutorial. **Plymouth, UK: Primer-E, Ltd**, 2006.

CROUS, P. W. et al. Molecular Phylogeny and Evolution of Fungi. **Persoonia**, v. 42, n. 183, p. 291-473, 2019.

CROUS, P. W. et alet al. Fungal Planet description sheets: 716–784. **Persoonia: Molecular Phylogeny and Evolution of Fungi**, v. 40, p. 240-393, 2018.

CRUZ, R. et al. Diversity of filamentous fungi of area from Brazilian Caatinga and high-level tannase production using mango (*Mangifera indica* L.) and surinam cherry (*Eugenia uniflora* L.) leaves under SSF. **Advances in Microbiology**, v. 3, n. 08, p. 52, 2013.

DADE, H. A. New gold coast fungi. I. **Transactions of the British Mycological Society**, v. 21, n. 1-2, p. 16-28, 1937.

DE A, S.; LUIZ, A.; RODRIGUES, A.; CANEDO, E. M.; EDSON FILHO, R. Taxonomic studies on *Mucor inaequisporus*, isolated for the first time in South America. **Mycotaxon**, v. 124, n. 1, p. 219-229, 2013.

DE ALMEIDA, D. S. *Recuperação ambiental da mata atlântica*. SciELO-Editus-Editora da UESC. 2016.

DE FILIPPO, D.C. O capim braquiaria (*Urochloa Decumbens*) na Serra do Cipó, MG: Monitoramento e combate com mobilização comunitária. Monografia de Bacharelado Departamento de Ciências Biológicas/Pontifícia Universidade Católica de Minas Gerias, Belo Horizonte. 2007.

DE MENEZES, A. F. **A reserva da biosfera da Mata Atlântica no Estado de Alagoas**. Conselho Nacional da Reserva da Biosfera da Mata Atlântica, 2004.

DE OLIVEIRA CARVALHO, P. H.; ARRUDA, E. L.; JAPIASSUL, K. B.; DE MELO SOUZA, P. L. II-442-BIORREMEDIAÇÃO DO PROPOFOL CATALISADA POR *Cunninghamella elegans* ATCC 26169 PARA TRATAMENTO DE EFLUENTES. 2019.

DE SIQUEIRA, M. M. **Diversidade de Zygomycetes em Solos de Pernambuco**. Monografia- Universidade Federal Rural de Pernambuco- UFRPE, Serra Talhada, p. 36, 2011.

DE SOUZA MENDONÇA, R. et al. Bioemulsificante produzido por um fungo promissor *Absidia* sp. UCP 1144 isolado de solo da Caatinga no Nordeste do Brasil/Bioemulsifier Produced by a Promising fungus *Absidia* sp. UCP 1144 Isolated from Caatinga Soil in the Northeast of Brazil. **Brazilian Journal of Development**, v. 5, n. 11, p. 25402-25414, 2019.

DE SOUZA, C. A. F. **Diversidade de Mucoromyceta em Brejos de altitude de Pernambuco, Brasil, e avaliação de espécimes produtores de proteases coagulantes do leite**. Tese de doutorado – Universidade Federal de Pernambuco, Recife, Brasil. p. 153, 2019.

DE SOUZA, C. A.; VOIGT, K.; GURGEL, L. S.; CORDEIRO, T. R.; OLIVEIRA, R. J.; LIMA, D. X.; SANTIAGO, A. L. D. A. A new species of *Mucor* (Mucoromycotina, Mucorales) isolated from an enclave of Upland Atlantic Forest in the semi-arid region of Brazil. **Phytotaxa**, v. 351, n. 1, p. 53, 2018.

DE SOUZA, C.A.F. et al. **A new species of *Mucor* (Mucoromycotina, Mucorales) isolated from an enclave of Upland Atlantic Forest in the semi-arid region of Brazil**. *Phytotaxa*, v. 351, n. 1, p. 53 – 62. 2018.

DE SOUZA, C.A.F. et al. Coprophilous Mucorales (ex Zygomycota) from three areas in the semi-arid of Pernambuco, Brazil. **Brazilian Journal of Microbiology** v. 48(1) p. 79–86, 2016.

DE SOUZA, J. I.; MARANO, A. V.; PIRES-ZOTARELLI, C. L. A.; CHAMBERGO, F. S.; HARAKAVA, R. A new species of *Backusella* (Mucorales) from a Cerrado reserve in Southeast Brazil. **Mycological Progress**, v.13, n.4, p.975–980, 2014.

DE SOUZA, J.I; SCHOENLEIN-CRUSIUS, I.H; OLIVEIRA, L.H.S. Selected species of Mucorales from soil contaminated. **Mycotaxon**, v. 106, n.1, p. 273-288, 2008.

DIX, N. J.; WEBSTER, J. Fungal ecology. Chapman & Hall, London. 1995.

DOLATABADI, S.; WALTHER, G.; GERRITSVAN DEN ENDE, A.H.G. et al. **Fungal Diversity**, v. 64, n. 1, p 145-163, 2014.

DOS SANTOS, F. R.; GARCIA, N. F. L.; DA PAZ, M. F.; FONSECA, G. G.; LEITE, R. S. R. Production and characterization of β -glucosidase from *Gongronella butleri* by solid-state fermentation. **African Journal of Biotechnology**, v. 15, n. 16, p. 633-641, 2016.

ELLIS, J. J.; HESSELTINE, C. W. The genus *Absidia*: globose-spored species. **Mycologia**, v. 57, n. 2, p. 222-235, 1965.

ELLIS, J. J.; HESSELTINE, C. W. Two new families of Mucorales. *Mycologia*. 66: 87-95.

ELLIS, J. J.; HESSELTINE, C. W. Two new members of the Mucorales. **Mycologia**, v. 61, n. 5, p. 863-872, 1969.

FERREIRA, I. N. S. et al. Uso de óleo pós-fritura para produção econômica de bioemulsificante e biotensioativo por *mucor hiemalis* UCP 0039 isolado de solo da caatinga (PE, Brasil). 2019.

FLORA DO BRASIL 2020 EM CONSTRUÇÃO. Jardim Botânico do Rio de Janeiro. Disponível em: < <http://floradobrasil.jbrj.gov.br/> >. Acesso em: 17 Jan. 2020.

GALINDO-LEAL, C.; CÂMARA, I.G. Mata Atlântica: biodiversidade, ameaças e perspectivas. São Paulo: **Fundação SOS Mata Atlântica** — Belo Horizonte: Conservação Internacional, 2005.

GARCÍA-SEPÚLVEDA, R.; NAVARRETE-SOLÍS, J.; VILLANUEVA-LOZANO, H.; TREVIÑO-RANGEL, R. D. J.; GONZÁLEZ, G. M.; ENRÍQUEZ-ROJAS, J.; ARENAS-GUZMÁN, R. Photoletter to the editor: Atypical primary cutaneous mucormycosis of the scalp. **Journal of dermatological case reports**, v. 11, n. 2, p. 32, 2017.

GÓES-NETO, A.; LOGUERCIO-LEITE, C.; GUERRERO, R.T. 2005. DNA extraction from frozen field collected and dehydrated herbarium fungal basidiomata: performance of SDS and CTAB-base methods. **Biotemas**, v. 18, n. 2, p. 19-32, 2005.

GONZÁLEZ-ABAD, M. J.; ALONSO SANZ, M. Zigomicosis en niños: infección diseminada por *Cunninghamella bertholletiae*. **Archivos de bronconeumología: Órgano oficial de la Sociedad Española de Neumología y Cirugía Torácica SEPAR y la Asociación Latinoamericana de Tórax (ALAT)**, v. 49, n. 1, p. 35, 2013.

GRANTINA-IEVINA, L.; BERZINA, A.; NIKOLAJEVA, V.; MEKSS, P.; MUIZNIEKS, I. Production of fatty acids by *Mortierella* and *Umbelopsis* species isolated from temperate climate soils. **Environ Exp Biol**, v. 12, p. 15-27, 2014.

GUINEA, J.; ESCRIBANO, P.; VENA, A.; MUÑOZ, P.; MARTÍNEZ-JIMÉNEZ, M. C.; PADILLA, B.; BOUZA, E. Increasing incidence of mucormycosis in a large Spanish hospital from 2007 to 2015: Epidemiology and microbiological characterization of the isolates. **PLoS One**, v. 12, n. 6, p. e0179136, 2017.

GUO, J.; WANG, H.; LIU, D.; ZHANG, J. N.; ZHAO, Y. H.; LIU, T. X.; XIN, Z. H. Isolation of *Cunninghamella bigelovii* sp. nov. CGMCC 8094 as a new endophytic oleaginous fungus from *Salicornia bigelovii*. **Mycological progress**, v. 14, n. 3, p. 11, 2015.

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

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

HERNÁNDEZ-LAUZARDO, A. N.; BAUTISTA-BAÑOS, S.; VELÁZQUEZ-DEL VALLE, M. G.; TREJO-ESPINO, J. L. Identification of *Rhizopus stolonifer* (Ehrenb.: Fr.) Vuill., causal agent of *Rhizopus* rot disease of fruits and vegetables. **Revista Mexicana de Fitopatología**, v. 24, n. 1, p. 65-69, 2006.

HESELTIME, C. W. Zygomycetes in food fermentation. **Mycologist**. v. 5, p. 162-169, 1986.

HESELTIME, C. W.; ELLIS, J. J. The genus *Absidia*: Gongronella and cylindrical-spored species of *Absidia*. **Mycologia**. v. 56, n. 4, p. 568-601, 1964.

HESELTIME, C. W.; ELLIS, J. J. Species of *Absidia* with ovoid sporangiospores. **Mycologia**, v. 58, n. 5, p. 761-785, 1966.

HESELTIME, C. W.; FENNEL, D. I. The genus *Circinella*. **Mycologia**, v. 7, n. 7, p. 193-211, 1995.

HIBBETT, D. S.; BINDER, M.; BISCHOFF, J. F.; BLACKWELL, M.; CANNON, P. F.; ERIKSSON, O. E.; LUMBSCH, H. T. A higher-level phylogenetic classification of the Fungi. **Mycological research**, v. 111, n. 5, p. 509-547, 2007.

HOFFMANN, K.; DISCHER, S.; VOIGT, K. Revision of the genus *Absidia* (Mucorales, Zygomycetes) based on physiological, phylogenetic, and morphological characters;

thermotolerant *Absidia* spp. form a coherent group, *Mycocladiaceae* fam. nov. **Mycological Research**, v.111, n. 10, p. 1169-1183., 2007.

HOFFMANN, K.; PAWŁOWSKA, J.; WALTHER, G.; WRZOSEK, M.; HOOG, G. S.; BENNY, G. L.; KIRK, P. M.; VOIGT, K. The family structure of the *Mucorales*: a synoptic revision based on comprehensive multigene-genealogies. **Persoonia**, v. 30, p. 57–76, 2013.

HOFFMANN, K.; VOIGT, K.; KIRK, P. M. Mortierellomycotina subphyl. nov., based on multi-gene genealogies. **Mycotaxon**, v. 115, n. 1, p. 353-363, 2011.

HOFFMANN, K.; WALTHER, G.; VOIGT, K. *Mycocladus* vs. *Lichtheimia*: a correction (*Lichtheimiaceae* fam. nov., Mucorales, Mucoromycotina). **Mycol Res**, v. 113, n. 6-7, p. 275-278, 2009.

HYDE, K.D.; SARMA, V.V. *Vismaya chaturbeeja* gen et sp. nov. from a dicotyledonous twig in Hong Kong. **Nova Hedwigia**, v. 73, n. 1–2, p. 247–252, 2001.

ICMBIO. Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade. Ministério do Meio Ambiente. Disponível em: <http://www.icmbio.gov.br/portal/unidadesdeconservacao/biomas-brasileiros/mata-atlantica/unidades-de-conservacao-mata-atlantica/2154-rebio-de-pedratalhada/>. Acesso em 20 de dezembro de 2017.

JACOBS, K.; BOTHA, A. *Mucor renisporus* sp. nov., a new coprophilous species from Southern Africa. **Fungal Divers**, v. 29, p. 27-35, 2008.

JAMES, T. Y.; KAUFF, F.; SCHOCH, C. L.; MATHENY, P. B.; HOFSTETTER, V.; COX, C. J.; LUMBSCH, H. T. Reconstructing the early evolution of the fungi using a six gene phylogeny. **Nature**, v. 443, n. 7113, p. 818, 2006.

JANICKI, T.; KRUPIŃSKI, M.; DŁUGOŃSKI, J. Degradation and toxicity reduction of the endocrine disruptors nonylphenol, 4-tert-octylphenol and 4-cumylphenol by the non-ligninolytic fungus *Umbelopsis isabellina*. **Bioresource technology**, v. 200, p. 223-229, 2016.

KENDRICK, B. 2000. *The Fifth Kingdom*. 3rd edition. **Focus Publishing, R. Paulins Company, Newburyport, Massachusetts, USA**, v. 4, p. 369, 2000.

KENJI SHIOSAKI, Ricardo. Aspectos bioquímicos e fisiológicos da biorremediação de pireno por *Rhizopus arrhizus* UCP 402 e *R. arrhizus* UCP 402X (mutante). 2004.

KENNEDY, K. J.; DAVESON, K.; SLAVIN, M. A.; HAL, S. J.; SORRELL, T. C.; LEE, A.; MARRIOTT, D. J.; CHAPMAN, B.; HALLIDAY, C. L.; HAJKOWICZ, K.; ATHAN, E.; BAK, N.; CHEONG, E.; HEATH, C. H.; MORRISSEY, C. O.; KIDD, S.; BERESFORD, R.; BLYTH, C.; KORMAN, T. M.; ROBINSON, J. O.; MEYER, W.; CHEN, S. C. A. **Clinical Microbiology and Infection**, v. 22, n. 9, p. 775-781, 2016.

KIRK, P. M. Nomenclatural novelties. *Index Fungorum*, v. 11, p. 1-1, 2012.

KIRK, P.M.; CANNON, P.F.; MINTER, D.W.; STALPERS, J.A. Ainsworth and Bisby's Dictionary of the Fungi 10th Edition. ed. **Wallingford, UK: CABI Publishing**, 2008.

KLEMPOVA, T., BASIL, E., KUBATOVA, A., CERTIK, M. Biosynthesis of gamma-linolenic acid and beta-carotene by Zygomycetes fungi. **Biotechnology journal**, v. 8, n. 7, p. 794-800, 2013.

LACAZ, C.S.; EDWARD, P.; COSTA, M.J.E.; MARIA, H.V.E.; DE MELO, N.T. Tratado

Micologia Médica, 2002.

LELIEVRE, L.; GARCIA-HERMOSO, D.; ABDOUL, H.; HIVELIN, M.; CHOUAKI, T.; TOUBAS, D.; MAMEZ, A. C.; LANTIERI, L.; LORTHOLARY, O.; LANTERNIER, F. 2014. Posttraumatic Mucormycosis A Nationwide Study in France and Review of the Literature. **Medicine**, v. 93, n. 24, 2014.

LI, G. J.; HYDE, K. D.; ZHAO, R. L.; HONGSANAN, S.; ABDEL-AZIZ, F. A.; ABDEL-WAHAB, M. A.; BAGHELA, A. Fungal diversity notes 253–366: taxonomic and phylogenetic contributions to fungal taxa. **Fungal diversity**, v. 78, n. 1, p. 1-237, 2016.

LI, J.; JIANG, B.; CHEN, C.; FAN, B.; HUANG, H.; CHEN, G. Biotransformation of betulin by *Mucor subtilissimus* to discover anti-inflammatory derivatives. **Phytochemistry**, v. 166, p. 112076, 2019.

LI, N.; DENG, Z. N.; QIN, Y. L.; CHEN, C. L.; LIANG, Z. Q. Production of polyunsaturated fatty acids by *Mucor recurvus* sp. with sugarcane molasses as the carbon source. **Food Technology and Biotechnology**, v. 46, n. 1, p. 73-79, 2008.

LIANG, G. Z.; XU, W. Q.; ZHENG, X. L.; MEI, H.; LV, G. X.; SHEN, Y. N.; LI, D. M. Successful treatment by surgery of a primary cutaneous mucormycosis caused by *mucor irregularis*. **Mycopathologia**, v. 183, n. 2, p. 445-449, 2018.

LIMA, C. L. F. **Diversidade de Mucorales em duas áreas de Brejo de altitude de Pernambuco**. Dissertação de mestrado – Universidade Federal de Pernambuco, Recife, Brasil. p. 58, 2018.

LIMA, C.F.L. **Diversidade de Mucorales em duas áreas de brejo de altitude de Pernambuco**. Dissertação. Universidade Federal de Pernambuco. Recife. 2018.

LIMA, D. X.; CORDEIRO, T. R. L.; DE SOUZA, C. A. F.; DE AZEVEDO, S.; MONTEIRO, A. L. C.; SOUZA-MOTTA, C. M. Diversity of basal fungal order Mucorales (Mucoromycota) in a remaining area of the Brazilian Atlantic Rainforest. **Nova Hedwigia**, v. 107, n. 3-4, p. 459-471, 2018.

LIMA, D. X.; SANTIAGO, A. L. C. M.; SOUZA-MOTTA C. M. Diversity of Mucorales in natural and degraded semi-arid soils. **Brazilian Journal Botany**, v. 38, n. 1, p. 1-9, 2016.

LIMA, D. X.; SANTIAGO, A. L. C. M.; SOUZA-MOTTA C. M. Diversity of Mucorales in natural and degraded semi-arid soils. **Brazilian Journal Botany**, v. 38, n. 1, p. 1-9, 2016a.

LIMA, D. X.; SOUZA-MOTTA, C. M.; WAGNER, L.; VOIGT, K.; SOUZA, C. A. F.; OLIVEIRA, R. J. V.; SILVA, G. A.; SANTIAGO, A. L. C. M. A.; WALTHER, G. *Circinella simplex*—a misapplied name of *Mucor circinatus* sp. nov. **Phytotaxa**, v. 329, n. 3, p. 269-276, 2017.

LIMA, D. X.; VOIGT, K.; DE SOUZA, C. A.; DE OLIVEIRA, R. J.; SOUZA-MOTTA, C. M.; SANTIAGO, A. L. D. A. Description of *Backusella constricta* sp. nov. (Mucorales, ex Zygomycota) from the Brazilian Atlantic Rainforest, including a key to species of *Backusella*. **Phytotaxa**, v. 289, n. 1, p. 59-68, 2016b.

LIMA, D.X. **Aspectos ecológicos e caracterização enzimática de Mucorales de solos de Mata Atlântica do litoral de Pernambuco, Brasil**. Tese de doutorado – Universidade Federal de Pernambuco, Recife, Brasil. p. 112, 2018a.

LIMA, D.X. et al. Description of *Backusella constricta* sp. nov. (Mucorales, ex Zygomycota)

from the Brazilian Atlantic Rainforest, including a key to species of *Backusella*. **Phytotaxa**, v. 289, p. 59–68, 2016.

LOH, L. S.; NAWAWI, A.; KUTHUBUTHEEN, A. J. Mucoraceous Fungi from Malaysia. Kuala Lumpur: Institute of Biological Sciences, University of Malaya, 2001.

LÜCKE, F.; TANNHÄUSER, K.; SHARMA, A.; FRITZ, V. "Development of food products with addition of rapeseed presscake fermented by *Rhizopus*". **British Food Journal**, v. 121, n. 10, p. 2351-2364, 2019.

MARENGO, R. P.; FERREIRA, M. M.; FULANETI, F. S.; DE LIMA TARTAGLIA, F.; DE MATOS AMADOR, E. C.; BEUTLER, A. COMPACTAÇÃO DO SOLO E PRODUTIVIDADE DE MASSA SECA PELO SORGO FORRAGEIRO CULTIVADO EM TERRAS BAIXAS. **Anais do Salão Internacional de Ensino, Pesquisa e Extensão**, v. 10, n. 2, 2019.

MARQUES, A. M. S. et al. Plano municipal de conservação e recuperação da mata atlântica de Porto Seguro-Bahia. 2014.

MARTINS, M. R.; SANTOS, C.; PEREIRA, P.; CRUZ-MORAIS, J.; LIMA, N. Metalaxyl Degradation by Mucorales Strains *Gongronella* sp. and *Rhizopus oryzae*. **Molecules**, v. 22, n. 12, p. 2225, 2017.

MEEUWSE, P.; AKBARI, P.; TRAMPER, J.; RINZEMA, A. Modeling growth, lipid accumulation and lipid turnover in submerged batch cultures of *Umbelopsis isabellina*. **Bioprocess and biosystems engineering**, v. 35, n. 4, p. 591-603, 2012.

MEYER, W.; WALTER, G. A. M. S. Delimitation of *Umbelopsis* (Mucorales, Umbelopsidaceae fam. nov.) based on ITS sequence and RFLP data. **Mycological Research**, v. 107, n. 3, p. 339-350, 2003.

MILNE, I.; LINDNER, D.; BAYER, M.; HUSMEIER, D.; MCGUIRE, G.; MARSHALL, D.F.; WRIGHT, F. TOPALi v2: a rich graphical interface for evolutionary analyses of multiple alignments on HPC clusters and multi-core desktops. **Bioinformatics**, v. 25, n. 1, p. 126-127, 2008.

MOLAVERDI, M.; KARIMI, K.; MIRMOHAMADSADEGHI, S.; GALBE, M. High titer ethanol production from rice straw via solid-state simultaneous saccharification and fermentation by *Mucor indicus* at low enzyme loading. **Energy conversion and management**, v. 182, p. 520-529, 2019.

MOURA, F. D. B. P. **A Mata Atlântica em Alagoas**. Maceió: EDUFAL, 2006

MUMMEY, D.L.; CLARKE, J.T.; COLE, C.A.; O'CONNOR, B.G.; GANNON, J.E.; RAMSEY, P.W. Spatial analysis reveals differences in soil microbial community interactions between adjacent coniferous forest and clearcut ecosystems. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 42, n. 7, p. 1138-1147, 2010.

MYCOLOGY-ONLINE. <https://mycology.adelaide.edu.au/>. Acessado em: 10 de Dezembro de 2019.

MYERS, N.; MITTERMEIER, R.A.; MITTERMEIER, C.G.; DA FONSECA, G.A.B.; KENT, J. Biodiversity hotspots for conservation priorities. **Nature**, v. 403, n. 6772, p. 853, 2000.

PAIVA, J. B. D. P. Produção de tanase por *Cunninghamella echinulata* UCP 1305 através de fermentação submersa utilizando meios alternativos contendo resíduos agroindustriais. 2019.

- PANDEY, M.; SINGH, G.; AGARWAL, R.; DABAS, Y.; JYOTSNA, V. P.; KUMAR, R.; XESS, I. Emerging *Rhizopus microsporus* Infections in India. **Journal of clinical microbiology**, v. 56, n. 6, 2018.
- PAPANIKOLAOU, S.; AGGELIS, G. Sources of microbial oils with emphasis to *Mortierella* (*Umbelopsis*) *isabellina* fungus. **World Journal of Microbiology and Biotechnology**, v. 35, n. 4, p. 63, 2019.
- PAPP, T.; NAGY, G.; CSERNETICS, Á.; SZEKERES, A.; VÁGVÖLGYI, C. Beta-carotene production by Mucoralean fungi. **J. Engg**, v. 4, 2009.
- PATIL, M. S.; PATIL, B. J. Studies in mucorales: piptocephalidaceae. **Indian Phytopathology**, v. 47, n. 3, p. 217-225, 1994.
- PEYRONEL, B.; DAL VESCO, G. Ricerche sulla microflora di un terreno agrario presso Torino. **Allionia**, v. 2, p. 357-417, 1955.
- PICI, G. Qualche osservazione sopra due Mucoraceae. **Atti Inst Bot Univ Pavia**, v. 13, p. 38-44, 1955.
- PINTO, L. P. S.; COSTA, J. D. O.; FONSECA, G. A. B.; COSTA, C. M. R. Mata Atlântica: ciência, conservação e políticas. In: **Workshop científico sobre a Mata Atlântica**. São Paulo: Secretaria do Meio Ambiente do Estado de São Paulo, 1996.
- REIS, A.S.; FANTINI, A.C.; REIS, M.S.; GUERRA, M.P.; DOEBELI, G. Aspectos sobre a conservação da biodiversidade e o manejo da floresta tropical Atlântica. **Revista do Instituto Florestal (Brasil)** v. 4 (pt. 1) p. 169-173, 1992.
- REZENDE, C. L.; FRAGA, J. S.; SESSA, J. C.; DE SOUZA, G. V. P.; ASSAD, E. D.; SCARANO, F. R. Land use policy as a driver for climate change adaptation: A case in the domain of the Brazilian Atlantic forest. **Land use policy**, v. 72, p. 563-569, 2018.
- RICHARDSON, M.J. The ecology of the Zygomycetes and its impact on environmental exposure. **Clinical Microbiology and Infection**, v. 15, p. 2-9, 2009.
- RODAL, M. J. N., SALES, M. F., SILVA, M. J. D., & SILVA, A. G. D. Flora de um Brejo de Altitude na escarpa oriental do planalto da Borborema, PE, Brasil. **Acta Botanica Brasilica**, v. 19, n. 4, p. 843-858, 2005.
- RONQUIST, F.; HUELSENBECK, J.P. MrBayes 3: Bayesian phylogenetic inference under mixed models. **Bioinformatics**, v. 19, n. 12, p. 1572-1574, 2003.
- SALES, P. S. C. de et al. Produção de lipase por amostras de *cunninghamella echinulata* (UCP 1308) em meios contendo resíduos agroindustriais. 2018.
- SANTIAGO, A. L. C. M. A.; SOUZA-MOTTA, C. M. Mucorales isolados do solo de mineração de cobre e produção de amilase e inulinase. **Acta Botanica Brasilica**, v. 20, n. 3, p. 641-647, 2006.
- SANTIAGO, A.L.C.M de A. 2015. Mucorales. In: Lista de Espécies da Flora do Brasil. Jardim Botânico do Rio de Janeiro. Disponível em: <http://floradobrasil.jbrj.gov.br/jabot/floradobrasil/FB120276>. Acessado em 13 de dezembro de 2018.
- SANTIAGO, A.L.C.M.A.; MAIA, L.C. Two new records of Mucorales from the Brazilian

semi-arid region. **Mycotaxon** v. 114, p.171–177, 2010.

SCHESSL, M.; KRAUSE, L.; PIECHOWSKI, D.; GOTTSBERGER, G. A fragmentação da Mata Atlântica em Pernambuco e suas consequências biológico-reprodutivas. In: Franke CR, da Rocha PLB, Klein W, Gomes SL (eds.) **Mata Atlântica e Biodiversidade**. Salvador: **Edufba**, p. 143-164, 2005.

SCHIPPER, M. A. A. **A study on variability in *Mucor hiemalis* and related species**. Centraalbureau voor Schimmelcultures, 1973.

SCHIPPER, M. A. A. On certain species of *Mucor* with a key to all accepted species. **Studies in Mycology**, v. 25, p.1–53, 1990.

SCHIPPER, M. A. A. **On *Mucor circinelloides*, *Mucor racemosus* and related species**. Baarn, The Netherlands: Centraalbureau voor Schimmelcultures, 1976.

SCHIPPER, M. A. A. **On *Mucor mucedo*, *Mucor flavus* and related species**. Centraalbureau voor Schimmelcultures, 1975.

SCHIPPER, M. A. A.; SAMSON, R. A.; STALPERS, J. A. Zygospor ornamentation in the genera *Mucor* and *Zygorhynchus*. **Persoonia-Molecular Phylogeny and Evolution of Fungi**, v. 8, n. 3, p. 321-328, 1975.

SCHIPPER, M.A.A. A revision of the genus *Rhizopus* I. The *Rhizopus stolonifer* group and *Rhizopus oryzae*. **Studies in Mycology**. v. 25, p. 1-34, 1984.

SCHIPPER, M.A.A. On certain species of *Mucor* with a key to all accepted species. **By MAA Schipper**. Centraalbureau voor Schimmelcultures, 1978.

SCHMITT, I.; CRESPO, A.; DIVAKAR, P. K.; FANKHAUSER, J. D.; HERMAN-SACKETT, E.; KALB, K.; NELSEN, M. P.; NELSON, N. A.; RIVAS-PLATA, E.; SHIMP, A. D.; WIDHELM, T.; LUMBSCH, H. T. New primers for promising single-copy genes in fungal phylogenetics and systematics. **Persoonia**, v. 23, p. 35, 2009.

SCHOENLEIN-CRUSIUS, I. H.; MILANEZ, A.I. Fungos microscópicos da Mata Atlântica de Paranapiacaba, São Paulo, Brasil. **Revista Brasileira de Botânica**, v.21, n.1, p.73–79, 1998.

SCHOENLEIN-CRUSIUS, I. H.; MILANEZ, A.I. Mucorales (Zygomycotina) da Mata Atlântica da reserva biológica do Alto da Serra de Paranapiacaba, Santo André, SP. **Acta Botanica Brasilica**, v. 11, p. 1, 1997.

SCHOENLEIN-CRUSIUS, I. H.; MILANEZ, A.I.; TRUFEM, S. F. B.; PIRES-ZOTTARELLI, C. L. A.; GRANDI, R. A. P.; SANTOS, M. L.; GIUSTRA, K. C. Microscopic fungi in the Atlantic Rainforest in Cubatão, São Paulo, Brazil. **Brazilian Journal of Microbiology**, v. 37, p. 267-275, 2006.

SCHOENLEIN-CRUSIUS, I. H.; TRUFEM, S. F. B.; MALATINSKY, S. M. M.; NINOMIYA, A.; ANTUNES, M. F. R. Mucorales (Zygomycotina) from soil affected by excrement of birds in the "Parque Estadual das Fontes do Ipiranga", São Paulo, Brazil. **Revista Brasileira de Botânica**, v.19, n.1, p.7–10, 1996.

SCHWARTZ, V. U.; HOFFMANN, K.; NYILASI, I.; PAPP, T.; VÁGVÖLGYI, C.; DE HOOG, S.; JACOBSEN, I. D. Lichtheimia species exhibit differences in virulence potential. **PLoS one**, v. 7, n. 7, p. e40908, 2012.

SHANNON, C. S. A Mathematical Theory of Communication. **Bell system technical journal**,

v. 27, n. 3, p. 379-423, 1948.

SILVA, N. R. A. Potencial biotecnológico de *cunninghamella echinulata* UCP 1297 na produção de biossurfactante por fermentação submersa. 2014.

SØRENSEN, T. A method of establishing groups of equal amplitude in plant sociology based on similarity of species content and its application to analysis of the vegetation on Danish commons. In: McIntosh RP (Ed.) *Phytosociology*. Stroudsburg: Benchmark Papers in Ecology. pp. 235–249. 1948.

SOS MATA ATLÂNTICA. 2016. Disponível em: <https://www.sosma.org.br/nossa-causa/a-mata-atlantica>. Acessado em 24 de abril de 2018.

SOUZA, M. J. N.; OLIVEIRA, V. P. V. Os Enclaves Úmidos e Sub-úmidos do Semiárido do Nordeste Brasileiro. **Mercator-Revista de Geografia da UFC**, v. 5, n. 9, p. 85-102, 2006.

SPATAFORA, J. W.; CHANG, Y.; BENNY, G. L.; LAZARUS, K.; SMITH, M. E.; BERBEE, M. L.; JAMES, T. Y. A phylum-level phylogenetic classification of zygomycete fungi based on genome-scale data. **Mycologia**, v. 108, n. 5, p. 1028-1046, 2016.

STATISTIC HOW TO. Disponível em:

<<https://www.statisticshowto.datasciencecentral.com/bray-curtis-dissimilarity/>>. Acesso em: 13 Dez. 2019.

STATSOFT. 1997. Statistic for Windows 5.1. CD ROM. Tulsa: StatSoft Inc. Statsoft. Statistica for Windows 5.1. CD ROM. Tulsa, StatSoft Inc. 1997.

STEHMANN, J. R. **Plantas da floresta Atlântica**. Rio de Janeiro: Jardim Botânico do Rio de Janeiro, 2009.

STREIT, F.; KOCH, F.; LARANJEIRA, M.; NINOW, J. L. Production of fungal chitosan in liquid cultivation using apple pomace as substrate. **Brazilian Journal of Microbiology**, v. 40, n. 1, p. 20-25, 2009.

STUDER, A.; NUSBAUMER, L.; SPICHIGER, R. Biodiversidade da Reserva Biológica de Pedra Talhada Alagoas, Pernambuco-Brasil. **Boissiera: mémoires des Conservatoire et Jardin botaniques de la Ville de Genève**, n. 68, p. 1-818, 2015.

SU, Y. Y.; CHANG, T. Y.; WANG, C. J.; JAING, T. H.; HSUEH, C.; CHIU, C. H.; CHEN, S. H. Disseminated *Cunninghamella bertholletiae* infection during induction chemotherapy in a girl with high-risk acute lymphoblastic leukemia. **Pediatrics & Neonatology**, v. 57, n. 6, p. 531-534, 2016.

TEDERSOO, L.; SÁNCHEZ-RAMÍREZ, S.; KÖLJALG U.; BAHRAM, M.; DÖRING M.; SCHIGEL, D.; MAY, T.; RYBERG, M.; ABARENKOV K. High-level classification of the Fungi and a tool for evolutionary ecological analyses. **Fungal Diversity**, v. 90, n. 1, p. 135-159, 2018.

TEDERSOO, L.; BAHRAM, M.; PÖLME, S.; KÖLJALG, U.; YOROU, N.S.; WIJESUNDERA, R., RUIZ, L.V.; VASCO-PALACIOS, A.M.; THU, P.Q.; SMITH, A.S.M.E.; SHARP, C. 20 **science**, v. 346, n. 6213, p. 1256688, 2014.

THOMPSON, J.D.; GIBSON, T.J.; PLEWNIAK, F.; JEANMOUGIN, F.; HIGGINS, D.G. The Clustal X windows interface: flexible strategies for multiple sequence alignment aided by quality analysis tools. **Nucleic acids research**, v. 25, n. 24, p. 4876-4882, 1997.

TIBPROMMA, S. et al. Fungal diversity notes 491–602: taxonomic and phylogenetic contributions to fungal taxa. **Fungal Diversity**, v. 83, n. 1, p. 1-261, 2017.

TRUFEM, S.F.B. Mucorales do Estado de São Paulo 1: gênero *Mucor* Micheli. **Rickia**, v. 9: 81-91, 1981a.

TRUFEM, S.F.B. Mucorales do Estado de São Paulo 3. Gêneros *Circinella* van Tieghem & Le Monnier e *Cunninghamella* Matruchot. **Rickia**, v. 9, p. 113–120, 1981b.

TSAI, S. M.; NEVES, M. C. P.; CARDOSO, E. J. B. N. Microbiologia do solo. **Campinas: Sociedade Brasileira de Ciência do Solo**, 1992.

UNIDADES DE CONSERVAÇÃO NO BRASIL - <https://uc.socioambiental.org/>. Acessado em 08 de Janeiro de 2020.

UPADHYAY, H. P. Soil fungi from north-east and north Brazil—VIII. **Persoonia-Molecular Phylogeny and Evolution of Fungi**, v. 6, n. 1, p. 111-117, 1970.

VAN TIEGHEM, P. Troisième mémoire sur les Mucorinées. **Annales des Sciences Naturelles-Botanique et Biologie Vegetale**, v. 4, n. 4, p. 312-399., 1878.

VIRIATO, A. Mucorales (Zygomycota) coprófilos e de solo: diversidade e aspectos ecológicos. Dissertação de Mestrado, São Paulo. pp 162. 2003.

VON ARX, J. On Mucoraceae s. str. and other families of the Mucorales. **Sydowia**, v. 35, p. 10-26, 1982.

WALTHER et al. DNA barcoding in Mucorales: an inventory of biodiversity. **Persoonia**, v. 30, p. 11–47, 2013.

WANASINGHE, D. N. et al. Fungal diversity notes 709–839: taxonomic and phylogenetic contributions to fungal taxa with an emphasis on fungi on Rosaceae. **Fungal diversity**, p. 213, 2018.

WANG, Y-ning.; LIU, X-yong.; ZHENG, R-yong. Four new species records of *Umbelopsis* (Mucoromycotina) from China. **Journal of Mycology**, v. 2013, 2013.

WANG, Y-ning.; LIU, X-yong.; ZHENG, R-yong. *Umbelopsis changbaiensis* sp. nov. from China and the typification of *Mortierella vinacea*. **Mycological progress**, v. 13, n. 3, p. 657-669, 2014.

WEBSTER J.; WEBER, R.W.S. Introduction to Fungi. 3 ed. Cambridge University Press, United Kingdom. 2007.

WHITE, M.M.; JAMES, T.Y.; O'DONNELL, K.; CAFARO, M.J.; TANABE, Y.; SUGIYAMA, J. Phylogeny of the Zygomycota based on nuclear ribosomal sequence data. **Mycologia**, v. 98, n. 6, p. 872-884, 2006.

WHITE, T.J.; BRUNS, T.; LEE, S.; TAYLOR, J. Amplification and direct sequencing of fungal ribosomal RNA genes for phylogenetics. In: Innis MA, Gelfand DH, Sninsky JJ, White TJ (eds.) **PCR protocols: a guide to methods and applications**, v. 18, n. 1, p. 315-322, 1990.

WIJAYAWARDENE, N. N.; PAWŁOWSKA, J.; LETCHER, P. M.; KIRK, P. M.; HUMBER, R. A.; SCHÜßLER, A.; GEŚIORSKA, A. Notes for genera: basal clades of Fungi (including Aphelidiomycota, Basidiobolomycota, Blastocladiomycota, Calcarisporiellomycota, Caulochytriomycota, Chytridiomycota, Entomophthoromycota, Glomeromycota,

Kickxellomycota, Monoblepharomycota, Mortierellomycota, Mucoromycota, Neocallimastigomycota, Olpidiomyota, Rozellomycota and Zoopagomycota). **Fungal diversity**, v. 92, n. 1, p. 43-129, 2018.

YANG, M.; LEE, J. H.; KIM, Y. K.; KI, C. S.; HUH, H. J.; LEE, N. Y. Identification of mucorales from clinical specimens: a 4-year experience in a single institution. **Annals of laboratory medicine**, v. 36, n. 1, p. 60-63, 2016.

YIP, H-Y. a. Two new species of *Umbelopsis* from soil in Australia. **Transactions of the British Mycological Society**, v. 87, n. 2, p. 243-248, 1986.

YIP, H-Y. b. *Umbelopsis fusiformis* sp. nov. from a wet sclerophyll forest and a new combination for *Mortierella ovata*. **Transactions of the British Mycological Society**, v. 86, n. 2, p. 334-337, 1986.

YU, J.; WALTHER, G.; VAN DIEPENINGEN, A. D.; GERRITS VAN DEN ENDE, A. H. G.; LI, R. Y.; MOUSSA, T. A. A.; DE HOOG, G. S. DNA barcoding of clinically relevant *Cunninghamella* species. **Sabouraudia**, v. 53, n. 2, p. 99-106, 2014.

ZHANG, Z. Y., HAN, Y. F., CHEN, W. H., LIANG, Z. Q. *Gongronella sichuanensis* (Cunninghamellaceae, Mucorales), a new species isolated from soil in China. **Phytotaxa**, v. 416, n. 2, p. 167-174, 2019.

ZHENG, R-Y.; CHEN, G-Q.; HUANG, H., LIU, X-Y. A monograph of *Rhizopus*. **Sydowia-Horn**, v. 59, n. 2, p. 273, 2007.

ZHENG, Y-Y.; CHEN, G-Q. A monograph of *Cunninghamella*. **Mycotaxon**, v. 80, p. 1-75, 2001.

ZININGA, J. T.; PURI, A. K.; GOVENDER, A.; SINGH, S.; PERMAUL, K. Concomitant production of chitosan and lipids from a newly isolated *Mucor circinelloides* ZSKP for biodiesel production. **Bioresource technology**, v. 272, p. 545-551, 2019.

ATLÂNTICA, SOS Mata et al. Atlas dos remanescentes florestais da Mata Atlântica: período 2017-2018. São Paulo, Brasil. Fundação SOS Mata Atlantica. Instituto Nacional das Pesquisas Espaciais, 2019.

ANEXO A - ARTICLE SYDOWIA

DOI: 10.12905/0380.sydowia72-2020-0035

***SYNCEPHALIS ALAGOENSIS*, A NEW SPECIES OF ZOOPAGALES
(ZOOPAGOMYCOTA) FROM THE BRAZILIAN ATLANTIC FOREST**

Leslie Waren Silva de Freitas¹, Hsiao-Man Ho², Roger Fagner Ribeiro Melo¹ & André Luiz Cabral Monteiro de Azevedo Santiago^{1,*}

¹ Postgraduate Program in Biology of Fungi, Department of Mycology, Federal University of Pernambuco, Av. Professor Nelson Chaves, s/n, 50670-420, Recife, PE, Brazil.

² Department of Science Education, National Taipei University of Education, Taipei 106, Taiwan, ROC.

* e-mail: andrelsantiago@icloud.com

Abstract

A new species of *Syncephalis* was found to parasitize a species of *Cunninghamella* in a soil sample collected from an Atlantic Forest area in northeastern Brazil. *Syncephalis alagoensis* is distinguished by the production of erect to slightly tortuous merosporangiophores, as well as unbranched merosporangia containing up to three long, elliptical to fusiform merospores, occasionally slightly curved, formed over a globose, subglobose or elliptical, smooth-walled vesicle. Herein, a key for the species of *Syncephalis* found in Brazil is provided.

Keywords: soil, taxonomy, Zoopagomyceta.

ANEXO B - ARTICLE SYDOWIA

DOI: 10.12905/0380.sydowia72-2020-0061

**GONGRONELLA PEDRATALHADENSIS, A NEW SPECIES OF
MUCORALES (MUCOROMYCOTA) ISOLATED FROM THE
BRAZILIAN ATLANTIC FOREST, WITH AN IDENTIFICATION KEY
FOR THE GENUS**

Leslie Warren Silva de Freitas¹, Rafael José Vilela de Oliveira¹, Thalline Rhafhaella Cordeiro Leite¹, Thuong Thuong Thi Nguyen², Hyo Jin Lim², Hyang Burm Lee^{2,*}, & André Luiz Cabral Monteiro de Azevedo Santiago^{1,*}

¹ Postgraduate Program in Biology of Fungi, Department of Mycology, Federal University of Pernambuco, Av. Professor Nelson Chaves, s/n, 50670-420, Recife, PE, Brazil

² Environmental Microbiology Lab, Dept. of Agricultural Biological Chemistry, College of Agriculture & Life Sciences, Chonnam National University, Gwangju 61186, Korea

* emails: andrelcabral@msn.com, hblee@jnu.ac.kr

Abstract

During a survey of Mucorales in soil from an Atlantic Forest area located in Alagoas, Brazil, a specimen of *Gongronella* was isolated and characterized based on morphological, physiological, and molecular data (ITS1-5.8S-ITS2 and LSU rDNA sequenc-es). The specimen produces sporangiophores with long or short branches originating at a short or long distance from the sporangium. The branches commonly bear a sterile sporangium, which may form a new sporangiophore. The distance between the sporangium and the next lateral branch may be so reduced that some sporangia seem to be sessile. Sporangia are globose, the columellae mostly hemispherical, and most sporangiospores are bean-shaped while some are irregular. The new species grew better at 25 °C on PDA with no development at 10 and 35 °C. An identification key for the species of *Gongronella* is provided.

Keywords: Mucoromycota, Mucoromycotina, phylogeny, soil, taxonomy. – 1 new species.