



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

DIOGO CARELI DOS SANTOS

**ASCOMICETOS ASSEXUAIS SAPROTRÓFICOS NO CERRADO
DO MATO GROSSO DO SUL**

RECIFE

2020

DIOGO CARELI DOS SANTOS

**ASCOMICETOS ASSEXUAIS SAPROTRÓFICOS NO CERRADO
DO MATO GROSSO DO SUL**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Biologia de Fungos 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 de Fungos

Orientador: Prof. Dr. Luis Fernando Pascholati Gusmão

RECIFE
2020

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

Santos, Diogo Careli dos

Ascomícetos assexuais saprotróficos no cerrado do Mato Grosso do Sul / Diogo Careli dos Santos. - 2020.

71 f. : il.

Orientador: Prof. Dr. Luís Fernando Pascholati Gusmão.

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

Inclui referências.

1. Fungos. 2. Biologia – Classificação. 3. Cerrados. I. Gusmão, Luís Fernando Pascholati (orientador). II. Título.

579.5

CDD (22.ed.)

UFPE/CB-2021 -142

DIOGO CARELI DOS SANTOS

**ASCOMICETOS ASSEXUAIS SAPROTRÓFICOS NO CERRADO
DO MATO GROSSO DO SUL**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Biologia de Fungos 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 de Fungos

Aprovado em: 02/03/2020

BANCA EXAMINADORA

Prof. Dr. Luís Fernando Pascholati Gusmão – Orientador
Universidade Federal de Pernambuco

Prof.^a Dr.^a Cristina Maria de Souza Motta – Examinadora Interna
Universidade Federal de Pernambuco
Departamento de Micologia

Dr.^a Patrícia Oliveira Fiuza – Examinadora Externa
Universidade Federal do Rio Grande do Norte
Departamento de Botânica e Zoologia

“Dedico este trabalho a todos meus entes queridos, presentes e ausentes.”

AGRADECIMENTOS

À minha família, que apoiou e criticou conforme a necessidade. Meus pais Maria Aparecida Careli e Antonio Carlos dos Santos, pela criação e apoio de acordo com a vida. Em especial, agradeço à minha mãe, pelo exemplo de vida que se mostrou ser. Às minhas irmãs, Daiana Careli dos Santos e Débora Careli dos Santos, pelos conselhos e críticas ao longo dessa jornada. Aos meus sobrinhos Giovana Careli dos Santos Tamasato, Petter Careli dos Santos Andrade, Leonardo Careli dos Santos Coronel, Louise Careli dos Santos Andrade, pelo carinho, risadas e brincadeiras até aqui. Agradeço a compreensão por eu estar longe durante esta fase.

Às minhas irmãs de coração, Daiane Karoline Amorim Ferreira e Jaqueline Tessari Brito, que mesmo à distância se mantiveram próximas, seja por ligações ou videoconferências, com certeza deixaram este trabalho mais leve.

Ao Me. John Dayvan Maidana Serpa, apesar de tudo isso...

Aos Lamiquianos, que me receberam e me auxiliaram de maneiras diversas durante minha estadia no LAMIC – Laboratório de Micologia da UEFS. Em especial, Adrielle Simões Macêdo, Maria das Graças de Santana Bispo e Sheila Miranda Leão Ferreira por colaborarem com os repiques e depósitos na Coleção de Cultura CCMB; Maria Gabriela Andrade Primo de Souza e Maurício Lucas Gomes Costa, por colaborarem com as extrações para análise molecular; Carolina Ribeiro Silva, Luana Teixeira do Carmo Miranda, Taimy Cantillo Pérez e Tiago Andrade Borges Santos, pelas discussões taxonômicas, compartilhamento de saberes técnicos, revisões textuais. Desde um quitute compartilhado em equipe, até “atendimento psicológico” e enriquecimento científico, considero vocês meus coorientadores, muito obrigado.

Às pessoas, colegas, amigos de graduação e pós-graduação (no mestrado e doutorado, que de alguma maneira se fizeram presentes em meu mestrado). Em especial a Lia Mara Brehm de Oliveira Barbosa, por me auxiliar imensuravelmente na participação em Oficinas de Ciências e em eventos científicos.

À UEFS – Universidade Estadual de Feira de Santana, pelo suporte oferecido por meio do LAMIC.

Ao amigo Onnis Acosta, por me receber de bom grado em sua casa durante minha participação no 11th International Mycological Congress, em Porto Rico.

A todas as pessoas que de maneira direta e/ou indireta contribuíram para alguma etapa desta fase em minha vida.

Ao Prof. Dr. Ivo Leite Filho pelos conselhos e apoio na participação de eventos científicos nacionais e internacionais.

Ao Prof. Dr. Luis Fernando Pascholati Gusmão, pela paciência e confiança como orientador para a realização desta pesquisa, bem como pelos puxões de orelha.

Ao Programa de Pós-graduação em Biologia de Fungos, pela oportunidade de cursar o mestrado tanto desejado. À FACEPE – Fundação de Amparo à Ciência e Tecnologia de Pernambuco, pela bolsa concedida.

A todas estas pessoas, o meu **Muito Obrigado!**

“O homem racional adapta-se ao mundo; o homem irascível obstina-se a tentar transformar o mundo naquilo que ele acha que o mundo deveria ser. Qualquer progresso, portanto, depende do homem irascível”.

(George Bernard Shaw 1856-1950).

RESUMO

Os fungos são seres cosmopolitas, presentes em ambiente terrestre e/ou aquático, incluindo os representantes assexuais dos ascomicetos que apresentam micromorfologias variadas. São de extrema relevância para a humanidade, utilizados desde a economia até a medicina. Objetivando contribuir com o conhecimento da biodiversidade da funga no Cerrado brasileiro, especialmente o sul-mato-grossense, foi realizado um inventário taxonômico. Em duas expedições, foram coletadas amostras terrestres e submersas de serrapilheira na RPPN/UFMS, área de Cerrado urbano da cidade de Campo Grande/MS. As amostras constituídas de folhas, galhos/gravetos, frutos e penas foram coletadas e acondicionadas em sacos plásticos e/ou papel e transportadas para o laboratório. Todas as amostras foram tratadas segundo a metodologia de lavagem contínua e incubadas em câmaras-úmidas. No Laboratório de Micologia (LAMIC-UEFS) as amostras foram observadas durante um período de 30 dias, onde as estruturas reprodutivas dos fungos foram isoladas em culturas e/ou lâminas permanentes e/ou semipermanentes e posteriormente depositados em herbários e/ou coleções de cultura (HUEFS, CCMB; URM). Foram identificados 11 fungos em nível de espécie, representando quatro Classes e sete Famílias (+ três *Incertae sedis*). Neste estudo, é proposta uma nova espécie *Phaocandelabrum pseudocallisporum* sp. nov., bem como cinco segundos registros para o mundo e um novo registro para a América do Sul. Em conclusão, a RPPN/UFMS apresenta grande potencial quanto à funga ali presente, fato que pode contribuir para a manutenção e conservação da reserva.

Palavras-chave: Fungos tropicais. Sistemática. Hifomicetos.

ABSTRACT

Fungi are present all over the world, both in terrestrial and aquatic environments, within this kingdom, the asexual ascomycetes show several macro and micromorphologies. They are extremely relevant for humanity and useful in several fields, such as economics and medicine. In order to contribute to the knowledge of fungal biodiversity in the Brazilian Cerrado, with emphasis in the Cerrado of Mato Grosso do Sul - Brazil, a taxonomic inventory was carried out. In two expeditions, terrestrial and submerged litter samples were collected at RPPN / UFMS, in the urban Cerrado of the city of Campo Grande / MS. The samples of leaves, twigs, fruits, feathers were packed in plastic bags or paper bags for transport and treated according to the continuous washing methodology. They were processed and studied at the Laboratório de Micologia (LAMIC), being placed in moist chambers for observation. The cultures and slides obtained were deposited in herbariums and culture collections (HUEFS, CCMB; URM). Eleven fungi were identified at the species level, representing four Classes and seven Families (+ three *Incertae sedis*). In this study *Phaocandelabrum pseudocallisporum* sp. nov. is proposed, as well as five second records for the world and one new record for South America. In conclusion, the RPPN/UFMS shows a vast potential about the fungi *in loco*, such fact can contribute for the maintenance and conservation of the reserve.

Key-words: Tropical fungi. Systematics. Hyphomycetes.

LISTA DE ABREVIACÕES

A.D.E	Água destilada esterilizada.
Aw/As	Clima savânico, apresentando uma estação mais seca no inverno (Aw) ou no verão (As), onde o mês mais seco tem precipitação inferior a 60 mm e equivale a menos de 4% da precipitação anual total.
CCMB	Coleção de Culturas de Microrganismos da Bahia
Cfa	Clima subtropical úmido, apresenta o mês mais frio com uma média acima de 0 °C ou -3 °C, pelo menos um mês com temperatura média acima de 22 °C e pelo menos quatro meses com média acima de 10 °C. Não apresenta diferença significativa no nível de precipitação entre as estações, isso significa que não há estação seca em período algum do ano, ocasionalmente.
Cwa	Clima subtropical úmido influenciado pelas monções, a média do mês mais frio fica acima de 0 °C ou -3 °C, pelo menos um mês tem temperatura média acima de 22 °C e ao menos quatro meses apresentam média acima de 10 °C. Neste clima, o verão é pelo menos dez vezes mais chuvoso do que o inverno, que é seco. Pode-se dizer também que 70% da chuva cai durante os meses mais quentes, e somente 30% cai nos meses mais frios
CMA	Meio de cultura semissintético confeccionado com cenoura, milho e ágar.
FACEPE	Fundação de Amparo à Ciência e Tecnologia do Estado de Pernambuco
GPS	Global Positioning System, “Sistema de Posicionamento Global”.
HUEFS	Herbário da Universidade Estadual de Feira de Santana
ICMBio	Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade.
MEA	Meio de cultura sintético confeccionado com malte, extrato de levedura e ágar.
RPPN	Modalidade de Unidade de Conservação de Uso Sustentável: Reserva Particular do Patrimônio Natural

RPPN/UFMS	Reserva Particular do Patrimônio Natural da Universidade Federal de Mato Grosso do Sul.
UEFS	Universidade Estadual de Feira de Santana
UFMS	Universidade Federal de Mato Grosso do Sul
UFPE	Universidade Federal de Pernambuco
URM	Herbário Pe. Camille Torrend

LISTA DE FIGURAS

Figura 1 –	Comparativo do Bioma Cerrado, formações naturais. A. 1985; B. 2018. Escala: 500 km. Fonte: MapBiomas 2020.	26
Figura 2 –	Mapa do Brasil com destaque para o Estado de Mato Grosso do Sul e Cidade de Campo Grande. Cobertura vegetal de 2018. Escala: A. 1000 km; B. 200 km. Fonte: MapBiomas 2020.	29
Figura 3 –	Vista aérea da RPPN/UFMS. Pontos de coleta submersos e terrestres. Fonte: Google Earth.	30
Figura 4 –	Áreas da RPPN/UFMS para coleta submersa e terrestre. Fonte: Autoria própria.	31
Figura 5 –	Lavagem do material coletado. Fonte: Autoria própria.	32
Figura 6 –	Montagem de câmara úmida. Fonte: Autoria própria.	32
Figura 7 –	<i>Brachiosphaera tropicalis</i> . A. Conidióforo com conídio no substrato; B e C. Conidióforo com células conidiogênicas percorrentes; D. Estauroconídio globoso com projeções septadas. Escala: A = 0.2 mm; B, C e D = 50 μ m.	37
Figura 8 –	<i>Hermatomyces sphaericoides</i> . A. Vista lenticular; B. Vista lateral; A e B. Conídios maduros; C. Conídio jovem hialino. Escala: A e B = 20 μ m; C = 10 μ m.	39
Figura 9 –	<i>Parawiesneriomyces syzygii</i> . A. Esporodóquio no substrato; B e C. Células conidiogênicas. Escala: A = 0,2 mm; B, C, D e E = 10 μ m.	41
Figura 10 –	<i>Spirosphaera keratinophila</i> . A e B. Propágulos no substrato (pena); C e D. Conídios. Escala: A = 0,2 mm; B = 2 mm; C e D = 20 μ m.	44
Figura 11 –	<i>Dactylaria splendida</i> . A. Conidióforo com conídios no substrato; A, B e C. Conidióforos; D e E. Conídios septados (setas). Escala: A = 20 μ m; B e C = 20 μ m; D e E = 5 μ m.	46
Figura 12 –	<i>Menisporopsis theobromae</i> . A. Conidioma com seta estéril central; B. Conidióforos agregados ao redor da seta; C e D. Conídios asseptados e septados (setas) com presença de sétulas nas extremidades. Escala: A = 50 μ m; D = 10 μ m.	48

- Figura 13 –** *Cordana terrestris*. A. Conidióforo; B e C. Células conidiogênicas em umbela com ápices inflados denticulados; D. Conídios 1-septados. Escala: A = 20 μm ; B = 50 μm ; C e D = 20 μm51
- Figura 14 –** *Parafuscosporella mucosa*. A e B. Esporodóquios mucilaginosos cristalinos no substrato; C, D e E. Conídios. Escala: A e B = 0,2 mm; C, D e E = 20 μm53
- Figura 15 –** *Pleurothecium pulneyense*. A. Conidióforo com célula basal lobada; B e C. Células conidiogênicas simpodiais; D. Conídio gutulado. Escala: A = 100 μm ; B, C e D = 10 μm55
- Figura 16 –** *Phaeocandelabrum pseudocallisporum*. A. Aspecto geral do conidióforo com conídios; B. Conídios; C. Detalhe das células terciárias falciformes; D. Vista superior das células secundárias com as cinco células terciárias falciformes. Escala: A e B = 20 μm ; C e D = 5 μm58
- Figura 17 –** *Verticicladius hainanensis*. A. Conidióforos no substrato; B e C. Conidióforos com células conidiogênicas ramificadas em 3; D e E. Conídios. Escala: A = 0,2 mm; B, C e D = 20 μm ; E = 50 μm60

LISTA DE TABELA

Tabela 1 –	Classificação dos fungos descritos e ilustrados neste estudo e indicação do substrato ao qual foram encontrados.....	35
-------------------	--	----

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	O REINO FUNGI	20
2.1.1	Classificação taxonômica	21
2.1.2	Ascomicetos assexuais saprotróficos	22
2.1.3	Importância econômica do Reino Fungi	24
2.2	O CERRADO	24
2.2.1	Estudo de ascomicetos assexuais saprotróficos no Cerrado	27
2.3	A IMPORTÂNCIA DAS RPPNS	27
3	MATERIAIS E MÉTODOS.....	29
3.1	ÁREA DE ESTUDO	29
3.2	COLETA DAS AMOSTRAS	31
3.3	TRATAMENTO, ISOLAMENTO E ANÁLISE DAS AMOSTRAS COLETADAS	31
4	RESULTADOS E DISCUSSÕES	34
4.1	TAXONOMIA	36
	DOTHIDEOMYCETES	36
	Jahnulales, Aliquandostipitaceae	36
	<i>Brachiosphaera</i> Nawawi, <i>Trans. Br. mycol. Soc.</i> 67 (2): 213. (1976).....	36
	<i>Brachiosphaera tropicalis</i> Nawawi, <i>Trans. Br. mycol. Soc.</i> 67 (2): 213. (1976)	36
	Pleosporales, Hermatomycetaceae	38
	<i>Hermatomyces</i> Speg., <i>Anal. Mus. nac. B. Aires, Ser. 3</i> 13 : 445. (1911)....	38
	<i>Hermatomyces sphaericoides</i> Koukol & G. Delgado, <i>IMA Fungus</i> 9 (1): 122. (2018)	38
	Tubeufiales, Wiesneriomycetaceae	40
	<i>Parawiesneriomyces</i> Crous & M.J. Wingf., <i>Persoonia</i> 36 : 389. (2016)....	40
	<i>Parawiesneriomyces syzygii</i> Crous & M.J. Wingf., <i>Persoonia</i> 36 : 389. (2016)	40

Helotiales, <i>Incertae sedis</i>	42
<i>Spirosphaera</i> Beverw., <i>Trans. Br. mycol. Soc.</i> 36 (2): 120. (1953).	42
<i>Spirosphaera keratinophila</i> Udagawa & Uchiy., <i>Can. J. Bot.</i> 76 (9): 1643. (1999)	42
EUROTIOMYCETES.....	44
Rhytismatales, Calloriaceae	44
<i>Dactylaria</i> Sacc., <i>Michelia</i> 2 (no. 6): 20. (1880).	44
<i>Dactylaria splendida</i> R.F. Castañeda & W.B. Kendr., <i>Univ. Waterloo Biol. Ser.</i> 35 : 33. (1991).....	45
SORDARIOMYCETES.....	47
Chaetosphaeriales, Chaetosphaeriaceae	47
<i>Menisporopsis</i> S. Hughes, <i>Mycol. Pap.</i> 48 : 59. (1952).	47
<i>Menisporopsis theobromae</i> S. Hughes, <i>Mycol. Pap.</i> 48 : 59. (1952).....	47
Cordanales, Cordanaceae	48
<i>Cordana</i> Preuss, <i>Linnaea</i> 24 : 129. (1851).	48
<i>Cordana terrestris</i> (Timonin) Hern.-Restr., Gené & Guarro, <i>Mycologia</i> 106 (4): 729. (2014)	49
Fuscosporellales, Fuscosporellaceae	52
<i>Parafuscosporella</i> Jing Yang & K.D. Hyde, <i>Cryptog. Mycol.</i> 37 (4): 458. (2016).	52
<i>Parafuscosporella mucosa</i> Jing Yang, Bhat & K.D. Hyde, <i>Cryptog. Mycol.</i> 37 (4): 458. (2016)	52
Pleurotheciales, Pleurotheciaceae	54
<i>Pleurothecium</i> Höhn., <i>Ber. dt. bot. Ges.</i> 37 : 154. (1919).	54
<i>Pleurothecium pulneyense</i> Subram. & Bhat, <i>Kavaka</i> 15 (1-2): 65. (1989). 54	
PEZIZOMYCOTINA, <i>INCERTAE SEDIS</i>	56
<i>Phaeocandelabrum</i> R.F. Castañeda, Gusmão, Guarro & Iturr., <i>Mycotaxon</i> 109 : 222. (2009).	56
<i>Phaeocandelabrum pseudocallisporum</i> Careli & Gusmão sp. nov.....	56
<i>Verticicladius</i> Matsush., <i>Matsush. Mycol. Mem.</i> 7 : 71. (1993).	59
<i>Verticicladius hainanensis</i> M.T. Guo & Z.F. Yu, <i>Mycotaxon</i> 130 (1): 276. (2015)	59
CONCLUSÕES	61
REFERÊNCIAS	62

1 INTRODUÇÃO

Os fungos se distribuem em todos os continentes, podendo estar presentes em quaisquer ambientes, tanto aquáticos, quanto terrestres. Exploram os mais variados habitats/substratos, sejam organismos vivos ou mortos, solo, rochas, dentre outros (ALEXOPOULOS *et al.*, 1996; LI, 2016). Segundo Wang *et al.* (2016) a diversidade total de fungos está estimada entre 1,5 e 7,1 milhões de espécies, considerando os avanços tecnológicos que permitem a aplicação de métodos moleculares para o desenvolvimento de uma classificação estável e na identificação dos táxons. Entretanto, em nove anos de pesquisa, as espécies catalogadas passaram de 97.861 em 2008 (KIRK *et al.*, 2008) para apenas cerca de 120 mil espécies de fungos que se encontram descritos e documentados (HAWKSWORTH & LÜCKING, 2017).

O Reino Fungi teve várias classificações, baseadas em sua morfologia e meios de reprodução. Dentre eles, os ascomicetos assexuais tiveram diferentes categorizações taxonômicas ao longo do tempo: *Deuteromycetes*, *Hyphomycetes*, Fungos Mitospóricos, Fungos Anamórficos (KIRK *et al.*, 2008; SEIFERT & GAMS, 2001). Contudo, esta definição não corresponde a uma categoria sistemática, ou seja, sua classificação é artificial e baseia-se apenas em caracteres ontogenéticos e morfológicos, visto que estudos moleculares associados à morfologia estão demonstrando certos fungos anteriormente considerados imperfeitos por não possuírem a fase sexual, são na verdade fases anamórficas (assexuais) de fungos já conhecidos pela fase sexual (ROY & COTTREL, 2008). Este entendimento evidenciou que diversos fungos haviam recebido um nome para a fase sexual e outro nome para a fase assexual, como se fossem dois fungos diferentes. A fim de resolver esse novo problema, foi proposto por Taylor (2011) “um fungo = um nome”, ou seja, que fosse revisado e mantido apenas um nome para o organismo, de acordo com as normas de nomenclatura.

Os ascomicetos assexuais têm como uma de suas diversas funções ecológicas ser um dos principais grupos de decompositores da matéria orgânica acumulada sobre o solo, conhecida como serrapilheira, substrato que pode ser constituído por restos vegetais, tais como: ramos, folhas, flores, frutos e sementes, além de restos animais e excrementos (CASTAÑEDA-RUIZ *et al.* 2016; MASUNGA *et al.* 2006). Os ascomicetos assexuais que decompõem a matéria orgânica são denominados saprotróficos ou sapróbios, sendo responsáveis, segundo Dighton (1997), pela ciclagem de nutrientes que ocorre nas camadas

mais superficiais do solo. Este conhecimento sobre a ciclagem de nutrientes pode ser objetivo de pesquisas voltadas para a conservação *in situ* ou *ex situ*, não apenas pela sua importância ecológica, mas também pelo potencial genético ainda inexplorado, em relação às estimativas da biodiversidade fúngica (HAWKSWORTH, 1991; LANGE *et al.* 2020).

A conservação se inicia não apenas pelo conhecimento da biodiversidade fúngica presente ainda desconhecida, como também pelo estudo da conservação da funga em si (HAWKSWORTH, 1991; MAIA *et al.*, 2019.). Existem ferramentas para a mensuração da conservação e algumas são responsáveis por cuidar de espécies ameaçadas de extinção. Estima-se que para cada espécie de planta que deixa de existir também se perdem ao menos seis espécies de fungo, dentre os quais, cerca de 89% podem ser microfungos (LI, 2016). No entanto, até o momento, 141 espécies de fungos foram indicadas para a *Global Fungal Red List Assessment* (GFRLI, 2015), dentre os quais, nenhum representante de microfungos. Isto torna evidente a extrema necessidade de serem realizadas novas pesquisas em microfungos que estejam sendo ameaçados de extinção. Tais pesquisas devem equilibrar o desenvolvimento econômico e a natureza da conservação, fatores que alavancam novas pesquisas, bem como a manutenção das já existentes (LI, 2016).

No Cerrado brasileiro, existem poucos estudos realizados com ascomicetos assexuais saprotróficos (CARVALHO, 2008; JUNIOR & TAUK, 1997). Este bioma é predominante no Mato Grosso do Sul, constituindo cerca de 61% de todo o território estadual (BRASIL, 2006), porém, para este estado, não há trabalhos relativos à diversidade de ascomicetos assexuais saprotróficos. Isto fica evidente também nos Planos de Manejo das RPPNs sul-mato-grossenses, que apresentam pesquisas relacionadas apenas a fauna e flora, havendo ausência de preocupação quanto à funga. De acordo com Minter (2011), devemos utilizar termos que sejam mais bem adaptados aos fungos (*fungus-friendly*), auxiliando na promoção da micologia, citando o autor o termo “funga”, cunhado por Gravesen, que vem sendo amplamente considerado (GRAVESEN, 2000; HAWKSWORTH, 2010; KUHAR *et al.*, 2018).

Este estudo partiu da hipótese de que em uma das menores RPPNs do Brasil, a RPPN/UFMS, que possui um plano de manejo avaliado como um dos piores dentre as demais RPPNs, seriam encontrados espécimes de fungos que ainda não haviam sido descritas para a ciência, configurando novas espécies, bem como de novidades quanto às citações de fungos para as Américas e o Brasil.

1.1 OBJETIVOS

1.1.1 OBJETIVO GERAL

Este estudo objetivou realizar o primeiro inventário de ascomicetos assexuais associados à serrapilheira terrestre e submersa em uma área de Cerrado urbano no estado do Mato Grosso do Sul.

1.1.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

Os objetivos específicos da pesquisa são subdivisões do objetivo geral para que o mesmo seja alcançado:

- a) Estudo de amostras da serrapilheira submersa e terrestre na RPPN/UFMS.
- b) Identificação, descrição e ilustração de novas citações de fungos para o mundo, Américas e Brasil, como também de novas espécies.
- c) Preservação dos fungos para ampliação em coleções de culturas e herbário/fungário (a seco e/ou em lâminas permanentes).

2 FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA

2.1 O REINO FUNGI

O Reino Fungi evoluiu de um ancestral comum pertencente a Protozoa, sendo grupo irmão de Animalia, Chromista e Plantae (RUGGIERO *et al.* 2015), diferenciando-se dos outros Reinos por suas estruturas somáticas (hifas) e reprodutivas. Diferentemente de Protozoa, que se nutre por fagotrofia, Fungi se nutre por meio de osmotrofia, ou seja, por meio de absorção dos nutrientes do meio, que foram previamente disponibilizados pela ação de enzimas digestivas secretadas pelo organismo, também apresentam parede celular composta por quitina e β -glucanos (Seifert *et al.*, 2011). É um grupo composto por seres eucariotos, uni ou pluricelulares que reservam energia em forma de glicogênio, nutrindo-se por meio de absorção, ou seja, osmotrofia (KIRK, 2008; RUGGIERO *et al.* 2015).

Os fungos se reproduzem em diferentes estágios, que são denominados como: teleomorfo, por meio de esporos sexuais e anamorfo, por meio de esporos assexuais. Uma vez que o organismo possui ambos os estágios, não necessariamente concomitantes, o termo utilizado é holomorfo (SEIFERT *et al.* 2011). Os fungos também podem se reproduzir de maneira vegetativa ou seja, sem a produção de esporos, apenas por fissão do micélio (HAWKER, 2016). Nos grupos mais basais os esporos possuem flagelos, visto que dependem da água para a motilidade das células germinativas, diferentemente dos demais grupos já adaptados ao ambiente terrestre, que não compartilham o flagelo como característica (HEITMAN, 2013).

Em sua maioria, os fungos são decompositores de matéria orgânica e inorgânica, atingindo a categoria de pioneiros na sucessão ecológica, denominados sapróbios ou saprotróficos (BINGEMER *et al.*, 2020; LI, 2016). Uma pequena parcela de representantes pode ser mutualista, no caso dos fungos anaeróbios presentes no rúmen, micorrizas, em comunidades de formigas e corpos de cupins; parasita, no caso de vegetais, animais, bem como de outros fungos; e, inclusive predadores de invertebrados, como os nematoides e protozoários (ALEXOPOULOS, 1996). No caso dos líquens, existe uma forma de parasitismo controlado, onde o micobionte cultiva o fotobionte associado entre suas hifas (AHMADJIAN, 1993).

Esta diversidade também está presente em estimativas, onde o total dos fungos pode estar entre 1,5 e 7,1 milhões de espécies (WANG *et al.*, 2016), levando em conta os atuais avanços tecnológicos, que por meio de métodos moleculares torna possível uma classificação mais acurada quanto a identificação dos fungos. Considerando que existem pouquíssimos

fungos descritos (cerca de 120 mil) em relação à estimativa de Wang *et al.* (2016), fica claro que há uma relação direta com a escassez de micólogos, ou seja, mesmo que sejam realizadas viagens para coletas e pesquisas, o número de micólogos deixa muito a desejar em comparação ao número de botânicos e zoólogos (PIEPENBRING *et al.* 2018).

2.1.1 CLASSIFICAÇÃO TAXONÔMICA

Os fungos já foram considerados plantas, mas atualmente, baseando-se em dados moleculares, são classificados como grupo irmão de Animalia (TAYLOR & BERBEE, 2006). Atualmente, existe a concordância entre os taxonomistas de que os fungos formam um grupo monofilético e, por este motivo, classificado como Reino Fungi, mas ainda existem divergências no que se referem à monofilia dos níveis hierárquicos inferiores (HIBBET *et al.*, 2018). Devido ao alto grau de plasticidade morfológica apresentada por esses organismos, os fungos apresentam altíssima habilidade de utilizar variações fisiológicas independentemente da influência genética ou ambiental (LØKEN *et al.*, 2019; MALAGNAC, 2003).

Com o intuito de atualizar a classificação taxonômica dos fungos, na proposta de Hibbet *et al.* (2018) são reconhecidos dez Filos, tendo como critério para a classificação taxonômica apenas a filogenia, e neste contexto, preservando a nomenclatura zoológica dos três grupos que pertenciam ao Reino Animalia: Rozella, Microsporidia, Aphelida. Destes grupos, Microsporidia ainda obedece ao código de nomenclatura zoológica como uma solução necessária, contudo imperfeita (LI, 2016). Ainda assim, devido aos avanços moleculares são atualmente considerados os grupos fúngicos mais basais.

No entanto, na proposta de classificação de Tedersoo *et al.* (2018), são utilizados caracteres moleculares, registros fósseis e relógio molecular, formando uma análise polifásica e apresentando como resultado dezoito Filos: Ascomycota, Aphelidiomycota, Basidiobolomycota, Basidiomycota, Blastocladiomycota, Calcarisporiellomycota, Chytridiomycota, Entomophthoromycota, Entorrhizomycota, Glomeromycota, Kickxellomycota, Monoblepharomycota, Mortierellomycota, Mucoromycota, Neocallimastigomycota, Olpidiomycota, Rozellomycota e Zoopagomycota.

Atualmente, a subdivisão hierárquica do Filo Ascomycota é proposta em três Subfilos: Pezizomycotina, contendo onze classes; Saccharomycotina, contendo uma classe; e, Taphrinomycotina, contendo quatro classes; ao todo, 130 Ordens e 526 Famílias são pertencentes ao Filo Ascomycota (WIJAYAWARDENE *et al.*, 2018). Neste Filo estão

classificados tanto os macrofungos quanto os microfungos, isto é, fungos que produzem estruturas reprodutivas macroscópicas e microscópicas, respectivamente.

Estes fungos apresentam hifas septadas com poros simples, formando esporos meióticos haploides (ascósporos) dentro de estruturas com forma de saco (do Lat. *Ascus*), sendo geralmente são produzidos em estruturas que facilitam a dispersão, denominados corpos reprodutivos sexuados ou ascomas, com diferentes morfologias (ALEXOPOULOS *et al.*, 1996). Os ascomicetos conhecidos como fungos conidiais ou anamorfos apresentam produção de esporos de origem mitótica para esta fase reprodutiva. Estes fungos podem ter perdido a capacidade de se reproduzirem de maneira sexuada ou apenas se reproduzem de maneira sexuada quando as condições para isto se tornam ideais (KIRK *et al.*, 2001, 2008; WIJAYAWARDENE *et al.*, 2018).

Quanto a classificação dos ascomicetos assexuais, tem-se clara a reunião de grupos polifiléticos e heterogêneos: os blastomicetos, celomicetos e hifomicetos; estes grupos possuem inclusive alguns representantes de basidiomicetos (SEIFERT *et al.*, 2011). Os blastomicetos são as leveduras, os celomicetos são fungos que produzem picnídios e/ou acérvulos e hifomicetos são os que não produzem acérvulos e/ou picnídios, mas podem ocorrer algumas espécies que desenvolvem estruturas intermediárias nos hifomicetos, portanto essas características não devem ser tomadas como absolutas (SEIFERT *et al.*, 2011).

2.1.2 ASCOMICETOS ASSEXUAIS SAPROTRÓFICOS

Nos últimos 30 anos, cerca de 3800 espécimes de microfungos foram coletados e descritos para a região neotropical (CASTAÑEDA *et al.*, 2016). A maior parte proveniente de solo, serrapilheira terrestre e submersa e endófitos, algumas vezes patogênicos ou de material aquático apresentando como característica principal a parede celular grossa nos conídios, muitas vezes melanizados, chamados de fungos dematiáceos (CASTAÑEDA *et al.*, 2016; DESCALS & MORALEJO, 2001; KIRK *et al.*, 2008).

Em ambiente terrestre, os restos vegetais lignificados estão entre as principais fontes de biodiversidade de espécies fúngicas (KODSUEB *et al.*, 2016), bem como folhas mortas, frutos caídos ao solo, restos animais e esterco, compondo uma camada orgânica suscetível à decomposição, chamada serrapilheira (CASTAÑEDA *et al.*, 2016). Os ascomicetos assexuais saprotróficos estão diretamente associados à ciclagem de nutrientes terrestres (DIGHTON,

2007; GADD, 2017), decompondo os mais diferentes tipos de substratos (DIGHTON & WHITE, 2017), inclusive substratos inorgânicos, como os minerais.

O meio terrestre se distingue do aquático devido à ausência de água para submersão total do substrato ao qual está atrelado o fungo, fato que influencia a diferença entre as comunidades fúngicas encontradas em ambos ambientes, terrestres e aquáticos (CAI *et al.*, 2006; PANG & JONES, 2016). Ainda neste sentido, Gönczöl (1985) encontrou fungos aquáticos submersos, em serrapilheira de floresta. Existem alguns trabalhos que visam conhecer as relações entre fungos assexuais saprotróficos aquáticos e terrestres, visto estarem presentes em ambos os sistemas (BANDONI, 1972; BÄRLOCHER & BODDY, 2015; CAI *et al.*, 2006; KODSUEB *et al.*, 2016; WANG *et al.*, 2016).

Ascomicetos assexuais saprotróficos em ambientes aquáticos, sejam de água doce ou salgada (DIGHTON & WHITE, 2017), possuem como característica marcante a produção de estauroconídios ou escolecoconídios, que são liberados no corpo d'água assim que maduros (DESCALS *et al.*, 1977; INGOLD, 1979). Ingold foi um dos pioneiros em pesquisas com ascomicetos assexuais aquáticos e demonstrou o cosmopolitismo deste grupo, sendo corroborado posteriormente por outros pesquisadores (DUARTE *et al.* 2016; INGOLD, 1966).

A classificação, proposta por Goh e Hyde (1996), para os fungos aquáticos presentes em água doce, contém quatro grupos artificiais: i) fungos ingoldianos, apresentando conídios hidrodinâmicos; ii) fungos aeroaquáticos, apresentando reprodução em ambientes aquáticos, mas que apenas suportam as condições submersas; e, iii) fungos terrestres-aquáticos e iv) aquático-submersos, ambos tendo o ambiente aquático como facultativo. Entretanto, esta classificação não resolve a origem polifilética deste grupo (TSUI *et al.* 2016) sendo uma classificação artificial baseada apenas na obrigatoriedade do meio aquático para o ciclo de vida dos fungos (GOH, 1997; GOH & HYDE, 1996).

Os ascomicetos assexuais saprotróficos têm-se mostrado um importante grupo decompositor neste ambiente, fato evidenciado pelo seu alto potencial enzimático, bem como sua ocorrência e esporulação regulares no substrato (ABELHO, 2001). Mesmo com sua diversidade morfofisiológica, as hipóteses sobre a magnitude da riqueza de espécies, padrões de diversidade e a amplitude do cosmopolitismo e endemismo de ascomicetos assexuais aquáticos ainda permanecem em grande parte sem resposta (DUARTE *et al.*, 2016). Isto

inclui o Brasil, que por possuir tamanho continental, proporcionalmente ainda apresenta poucas pesquisas em ascomicetos assexuais aquáticos, tanto em ambientes lênticos, quanto em ambientes lóticos (DA SILVA *et al.*, 2019).

2.1.3 IMPORTÂNCIA ECONÔMICA DO REINO FUNGI

Os fungos são importantes positivamente para a indústria, visto que podem ser utilizados como “fábricas celulares”, devido à possibilidade de produção heteróloga de substâncias (DEACON, 2013). Os fungos vêm sendo pesquisados e empregados na fabricação de álcool (GHOSH *et al.*, 2008), na produção de pães (MICHEL *et al.*, 2019), queijos (LILBÆK *et al.*, 2006), bebidas (MOORE & CHIU, 2001), como também de enzimas (TÉLLEZ-TÉLLEZ & DIAZ-GODINEZ, 2019) e ácidos orgânicos diversos (MANZOOR *et al.*, 2019). Também são utilizados em larga escala no agronegócio, como biocontroladores (LI *et al.*, 2019), suplementadores de fertilidade do solo, bem como facilitadores da absorção dos nutrientes necessários para as plantas (RINAUDO *et al.*, 2010). Já para a medicina, direta ou indiretamente, estão associados na preparação de medicamentos, tais como antibióticos (SKELLAM, 2019), vitaminas (SCHIMPF & SCHULZ, 2019), esteroides (ZHANG *et al.*, 2019) e alcaloides (MA *et al.*, 2016).

No entanto, os fungos também possuem um viés preocupante, visto que podem causar doenças em plantas (WILDERMUTH, 2019), apodrecimento de alimentos estocados (RICO-MUNOZ *et al.*, 2019), doenças em seres humanos e animais (LEHRNBECHER *et al.*, 2019), produção de toxinas (SUSANTI *et al.*, 2019) e alucinógenos (CARDOSO *et al.*, 2010), bem como causar danos à indústria têxtil (SZOSTAK-KOTOWA, 2004), coleções físicas de arquivos em papel (LUGAUSKAS & KRIKŠTAPONIS, 2004) e materiais de construção (TORVINEN *et al.*, 2006).

2.2 O CERRADO

O Brasil é um país continental e possui biomas que acompanham sua proporção, apresentando o Cerrado como segundo maior do país, 23,3% da área total (BRASIL, 2006), abrangendo todas as regiões brasileiras (IBGE, 2019), também possuindo o título de segundo maior bioma da América Latina. O Cerrado apresenta altitudes que variam desde 300 m até 1600 m, proporcionando assim uma oscilação térmica muito grande e específica deste local, independentemente da estação (RIBEIRO & WATER, 2008). Estas características são

modeladoras do ambiente e por isso o Cerrado é classificado por Ribeiro e Walter (2008) em três grandes formações: florestais, savânicas e campestres.

Para as classificações de cada formação florestal são levadas em consideração o tipo de vegetação e da fitofisionomia. Mata Ciliar percorre as margens dos rios de médio e grande porte, havendo frequência de árvores geralmente caducifólias, predominantemente eretas de 20–25 m de altura. Mata de Galeria, podem ser Inundáveis ou Não-inundáveis, percorrendo rios de pequeno porte e córregos, frequentemente em fundos de vales ou cabeceiras de drenagem, com árvores perenifólias podem ter de 20–30 m de altura. Matas Secas podem ser Sempre Verdes ou Decíduas, não estão associadas a rios, porém, ocorrem em regiões interfluviais, sendo mais ricos em nutrientes, as árvores podem chegar de 15–25 m de altura. Cerradão pode ser dividido em Distrófico e Mesotrófico, apresenta plantas com folhas coriáceas, troncos retorcidos, permitindo a entrada de luz por não possuir dossel fechado e árvores podendo ter de 8–15 m de altura (RIBEIRO & WATER, 2008).

Para as classificações de cada formação savânica são levadas em consideração o tipo de vegetação e da fitofisionomia. Cerrado *strictu sensu*, pode ser subdividido em Denso, Típico, Ralo e Rupestre, apresenta árvores mais baixas que as encontradas no Cerradão, podem ser inclinadas, retorcidas e com ramificações irregulares. Parque Cerrado apresenta árvores reunidas em pequenas elevações do terreno, denominadas murundus ou monchões, que variam de 0,1–0,5 m de altura por 0,2–20 m de diâmetro. Palmeiral é reconhecida pela presença de uma espécie principal de palmeira arbórea, formando dossel como por exemplo, gueroba (*Acrocomia aculeata*), babaçu (*Syagrus oleracea*) e buriti (*Attalea speaosa*). Vereda possui agrupamentos mais ou menos densos de espécies arbustivo-herbáceas e presença de buritis, mas sem formar dossel (RIBEIRO & WATER, 2008).

Para as classificações de cada formação campestre são levadas em consideração o tipo de vegetação e da fitofisionomia. Campo sujo pode ser subdividido em Seco, Úmido e Com Murundus, apresenta arbustos e subarbustos esparsos, sendo menos desenvolvidos do que o Cerrado *strictu sensu*. Campo rupestre evidencia um extrato herbáceo-arbustivo e com arvoretas de no máximo 2 m de altura, tendo como substrato trechos de afloramentos rochosos. Campo limpo apresenta apenas extrato herbáceo, escassos arbustos e total ausência de árvores (RIBEIRO & WATER, 2008).

Por esse motivo, o clima do bioma Cerrado é muito diversificado, predominando para o estado do Mato Grosso do Sul as categorias climáticas Aw/As e Cfa, ocasionalmente Cwa, de acordo com a escala de Köppen-Geiger (PEEL *et al.*, 2007). O período chuvoso abrange os meses de outubro a março, e a menor temperatura média é superior a 18° C (RIBEIRO & WATER, 2008).

Além disso, este bioma contém as nascentes das três maiores bacias hidrográficas sul-americanas resultando num elevado potencial aquífero, que associado à sua localização, idade geológica e o clima, transformam este mosaico fitofisionômico de exponencial riqueza, diversidade e elevada taxa de endemismo em um *hotspot* mundial de biodiversidade, representado pela região amarela na Fig. 1 (BRASIL, 2020; OLIVEIRA-FILHO & RATTER, 2002; WILLIAMS *et al.* 2011).

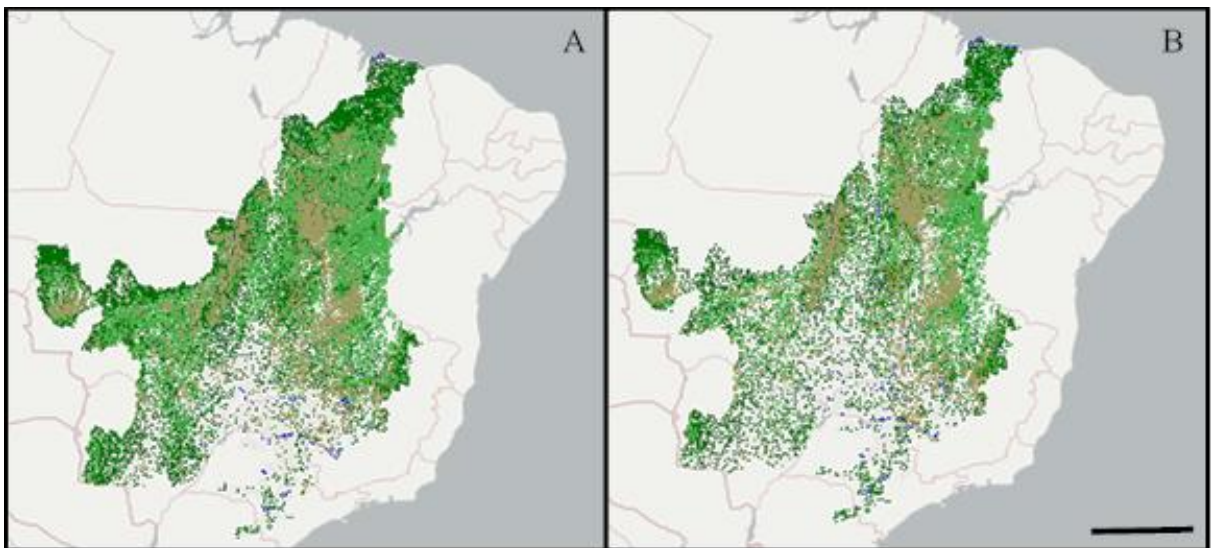


Figura 1 – Comparativo do Bioma Cerrado, formações naturais. A. 1985; B. 2018. Escala: 500 km. Fonte: MapBiomas 2020.

Apesar do reconhecimento de sua importância biológica, de todos os hotspots mundiais, o Cerrado é o bioma que apresenta a segunda menor área legalmente protegida por unidades de conservação, 8,21% de seu território; configurando 2,85% são unidades de conservação de proteção integral e 5,36% de unidades de conservação de uso sustentável, incluindo RPPNs 0,07% (BRASIL, 2020). O resultado é inversamente proporcional, quanto menos áreas protegidas, maior a taxa de desmatamento (Fig. 1), tendo mais da metade de sua área natural transformada em pastagens e culturas agrícolas, sem contar as áreas urbanas (KLINK & MACHADO, 2005). Conforme Machado *et al.* (2004), se não houver uma

substituição do modo exploratório que este domínio vem sofrendo, o Cerrado acabará restrito apenas às áreas de Unidade de Conservação.

2.2.1 ESTUDO DE ASCOMICETOS ASSEXUAIS SAPROTRÓFICOS NO CERRADO

De acordo com Hawksworth *et al.* (1997), existem cerca de 31 nichos ecológicos tropicais, não totalmente estudados. No Brasil, os estudos de ascomicetos assexuais saprotróficos no Cerrado vêm sendo realizados geralmente nos biomas Mata Atlântica, Amazônia e Caatinga, escassamente Cerrado e Campos/Florestas Meridionais, em apenas alguns estados, como por exemplo, nas regiões: Norte (SOUSA *et al.*, 2019), Sudeste (ATTILI & TAUKE-TORNISIELLO, 1994; GONÇALVES *et al.*, 2006; SCHOENLEIN-CRUSIUS, 2002;), Sul (GUSMÃO & GRANDI, 1997). Na região central do Brasil, faltam dados para divulgação, ou seja, não há pesquisadores disponíveis (MAIA *et al.*, 2015).

Participando dos estudos sobre os ascomicetos assexuais no cerrado, para o estado do Tocantins, por exemplo, Carvalho (2008) identificou 109 espécimes, dos quais, cerca de 80% são ascomicetos assexuais. Esses fungos foram coletados do solo, sob vegetação nativa e sob cultura de algodão e soja. Já para o Distrito Federal, foram identificados por Souza (2017) 6 representantes de ascomicetos assexuais de um total de 34 espécimes.

Os ascomicetos assexuais saprotróficos podem ser encontrados em diversos ambientes, como, por exemplo, lagos e rios, oceanos (MOORE-LANDECKER *et al.*, 1996). Entretanto, mesmo em pesquisas sobre conservação do Cerrado, que trazem números de espécies catalogadas de plantas e animais, os fungos não são citados (KLINK & MACHADO, 2005). Atualmente, para o estado do Mato Grosso do Sul, nenhum trabalho sistemático sobre a biodiversidade de ascomicetos assexuais saprotróficos foi realizado, com exceção de alguns trabalhos realizados com ascomicetos assexuais endofíticos e de solo (CARVALHO, 2008; JUNIOR & TAUKE, 1997).

2.3 A IMPORTÂNCIA DAS RPPNS

Muitos países passaram a adotar uma estratégia que garante aos futuros cidadãos o acesso continuado de seus recursos naturais, tal método consiste em criar Unidades de Conservação (UCs) pelo território nacional (REPAMS, 2006). Integrando estas UCs, existem as Unidades de Proteção Integral (UPIs) e as Unidades de Uso Sustentável (UUSs),

subdivididas em diversas categorias como, por exemplo, as Reservas Particulares do Patrimônio Natural (RPPNs).

A característica mais marcante de uma RPPN está cunhada no Artigo 21 da Lei 9985 de 18 de julho de 2000 (BRASIL, 2000), no qual o proprietário desta reserva assume imperativamente e *ad aeternum* o compromisso de conservação da biodiversidade ali presente, bem como atividades de educação ambiental e ecoturismo, tão logo seja instituída a sua fundação. Ainda de acordo com a REPAMS (2006), não existe tamanho predefinido para tal constituição da área zelada, havendo no Brasil cerca de 530 mil hectares protegidos e distribuídos em 714 reservas.

Cada RPPN possui seu próprio Plano de Manejo submetido ao Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade (ICMBio), órgão governamental brasileiro que regulamenta e inspeciona estas áreas. Este documento se baseia em objetivos gerais para a unidade de conservação, estabelecendo sua delimitação e normatizando o uso da área e o manejo dos recursos naturais, bem como instruindo a criação de estruturas físicas necessárias à sua gestão, de acordo com a Lei do Sistema Nacional de Unidade de Conservação da Natureza – SNUC (FERREIRA *et al.*, 2015). Estas áreas são desapropriadas, sendo pagos os valores de mercado tanto pelas terras quanto pelas benfeitorias, em contrapartida, o proprietário passa a ter vantagens tributárias e de financiamento pela criação da UC (LEITE, 2011).

As pesquisas científicas que ocorrem nessas RPPNs integram um rol de variáveis que objetivam auxiliar a medição da taxa de conservação dessas áreas, ou seja, seu nível de padrão de manejo, que indica a qualidade da conservação e utilização da área. Esta avaliação é realizada pelo ICMBio e pode classificar a reserva com Padrão Muito Inferior, a menor qualidade de conservação e manutenção até Padrão de Excelência, a maior qualidade (BRASIL, 2000).

3 MATERIAIS E MÉTODOS

3.1 ÁREA DE ESTUDO

Foram realizadas duas expedições de coleta na RPPN/UFMS, localizada na cidade de Campo Grande, capital de Mato Grosso do Sul, Brasil. Este município localiza-se no alto da Serra de Maracaju, elevação integrante da Bacia do Paraná a uma altitude de 600 m (Fig.2).



Figura 2 – Mapa do Brasil com destaque para o Estado de Mato Grosso do Sul e Cidade de Campo Grande. Cobertura vegetal de 2018. Escala: A. 1000 km; B. 200 km. Fonte: MapBiomas 2020.

Em cada expedição foram coletadas amostras da serrapilheira como folhas, galhos, gravetos, cascas frutos e penas em decomposição, de acordo com a disponibilidade em cada ponto de coleta no ambiente terrestre e aquático (riacho) e, os pontos, mapeados com GPS, conforme Fig. 3.



Figura 3 – Vista aérea da RPPN/UFMS. Pontos de coleta submersos e terrestres. Fonte: Google Earth.

A área de estudo compreendeu a RPPN/UFMS, uma reserva urbana de 50 ha, reconhecida legalmente através da Deliberação CECA/MS N.002/2003 apresentando parte de sua área aberta para visitação pública, com trilhas e um lago bastante visitado, porém não apresenta controle do acesso dos visitantes. Existem atividades de monitoramento de aspectos biológicos relatados para esta área (SANTOS & KRAWIEC, 2012). Mesmo com a divulgação, conhecimento e utilização da área pela população local, esta reserva ainda possui o mais baixo nível de qualidade de manejo, classificado como padrão de manejo muito inferior, com apenas 32,59% do total ótimo obtido para esta área de preservação (PELLIN, 2010; PELLIN & RANIERI, 2009).

A vegetação da RPPN/UFMS é classificada como Cerradão (RIBEIRO & WATER, 2008), constituído por três estratos: o superior, com árvores de 10–12 m de altura e algumas com 15–18 m de altura; o mediano, mais ou menos denso, formação de arbusto ou arvoretas que atingem até 3 m; e o estrato herbáceo (ASSUNÇÃO *et al.*, 2011). Existem clareiras que se encontram em regeneração, tendo sido sujeitas por anos a pastejo de gado bovino. Foram catalogadas 59 espécies vegetais, distribuídas em 49 gêneros e 17 famílias. *Fabaceae* é a

família mais representativa com 15 espécies, seguida por *Poaceae* (12) e *Asteraceae* (7) que representam juntas cerca de 58% do total amostrado da flora (ASSUNÇÃO *et al.*, 2011).

3.2 COLETA DAS AMOSTRAS

Em cada expedição foram coletadas as amostras de três pontos no ambiente terrestre e de três no ambiente aquático, como ilustrado pela Fig. 4. Para o ambiente aquático, em particular, foram consideradas somente as amostras em avançado processo de decomposição, fato observado pela condição “soft” dos materiais, em especial, galhos, cascas e gravetos. A condição “soft” se refere a quebra com muita facilidade destes materiais, indicando assim um longo tempo no ambiente aquático, e desta forma, possibilitando a colonização de apenas fungos mais específicos nesse ambiente. Todas as amostras foram acondicionadas em sacos plásticos para facilitar o transporte aéreo.



Figura 4 – Áreas da RPPN/UFMS para coleta submersa e terrestre. Fonte: Autoria própria.

3.3 TRATAMENTO, ISOLAMENTO E ANÁLISE DAS AMOSTRAS COLETADAS

Todas as amostras foram processadas pela técnica de lavagem sucessiva proposta por Castañeda-Ruiz *et al.* (2016), que consiste basicamente na lavagem das amostras em água corrente, para eliminação do excesso de partículas, por cerca de 30-60 minutos (Fig. 5).



Figura 5 – Lavagem do material coletado. Fonte: Autoria própria.

Após esta etapa, os fragmentos das amostras lavados foram colocados em uma placa de Petri com diâmetro de 15 cm, contendo papel filtro umedecido em A.D.E (água destilada esterilizada), formando-se assim uma câmara úmida (placa de Petri + papel filtro umedecido). Estas placas, por sua vez, acondicionadas em uma caixa de isopor revestida internamente com papel filtro também umedecido com A.D.E e mantida em laboratório em temperatura ambiente (27° C) por 30–40 dias (Fig. 6). Após sete a oito dias do início da montagem da câmara-úmida, iniciou-se o isolamento dos espécimes de fungos com o auxílio de agulhas de insulina e/ou lâminas de barbear de aço em estereomicroscópio, sendo retirados diretamente dos substratos para lâminas permanentes confeccionadas com resina PVL e/ou para lâminas semipermanentes com ácido láctico, bem como inoculados em meios de cultura específicos (CMA, MEA ou Queratina de WILLIAMS *et al.* [1990] com adição de 13 g/L de ágar).



Figura 6 – Montagem de câmara úmida. Fonte: Autoria própria.

As lâminas foram observadas ao microscópio de luz com o auxílio de ocular micrométrica, possibilitando a medição das estruturas e também, a identificação dos

espécimes através da comparação das estruturas encontradas com as já descritas em bibliografias específicas.

Os fungos preservados em lâminas aqui descritos foram depositados no Herbário da Universidade Estadual de Feira de Santana (HUEFS), com posterior envio de duplicatas ao Herbário Pe. Camille Torrend (URM), conforme a disponibilidade. Os fungos que foram isolados em cultura pura estão depositados na Coleção de Cultura de Microrganismos do Estado da Bahia CCMB – UEFS, sendo posteriormente enviados à Coleção de Culturas Micoteca URM – UFPE, conforme a disponibilidade.

4 RESULTADOS E DISCUSSÕES

Foram isolados em meio de cultura e/ou lâminas permanentes/semipermanentes e identificados onze espécimes ao nível específico, sendo pertencentes a quatro Classes, sete Famílias (+ três *Incertae sedis*). Destes fungos identificados, cinco são considerados segundos registros no mundo: *Hermatomyces sphaericoides*, *Parafuscosporella mucosa*, *Parawiesneriomyces syzygii*, *Pleurothecium pulneyense* e *Spirosphaera keratinophila*; um fungo como novo registro para a América do Sul: *Dactylaria splendida*; e, uma nova espécie para a ciência, *Phaeocandelabrum pseudocallisporum* Careli & Gusmão.

Quanto aos ambientes, foram encontrados sete fungos em ambiente aquático e quatro em ambiente terrestre, conforma evidenciado na Tabela 1. No entanto, a diferença na quantidade, bem como entre os gêneros, não é significativa. Os fungos são descritos a seguir, contendo discussões nos comentários que apontam algumas peculiaridades, conforme o caso. Quanto à distribuição geográfica, a ordem dos países segue a quantidade de citações presentes no banco de dados do GBIF, da maior para a menor. Foram considerados cosmopolitas os fungos que foram relatados para quatro ou mais continentes.

Tabela 1 – Classificação dos fungos descritos e ilustrados neste estudo e indicação do substrato ao qual foram encontrados.

Classe	Ordem	Família	Gênero e Epíteto Específico	Substrato
Dothideomycetes	<i>Jahnulales</i>	<i>Aliquandostipitaceae</i>	<i>Brachiosphaera tropicalis</i>	Galho submerso em decomposição
	<i>Pleosporales</i>	<i>Hermatomycetaceae</i>	<i>Hermatomyces sphaericoides</i>	Galho submerso em decomposição
	<i>Tubeufiales</i>	<i>Wiesneriomycetaceae</i>	<i>Parawiesneriomyces syzygii</i>	Folha submersa em decomposição
Leotiomycetes	<i>Helotiales</i>	<i>Incertae sedis</i>	<i>Spirosphaera keratinophila</i>	Pena de ave em decomposição
	<i>Rhytismatales</i>	<i>Calloriaceae</i>	<i>Dactylaria splendida</i>	Galho terrestre em decomposição
	<i>Chaetosphaeriales</i>	<i>Chaetosphaeriaceae</i>	<i>Menisporopsis theobromae</i>	Folha submersa em decomposição
Sordariomycetes	<i>Cordanales</i>	<i>Cordanaceae</i>	<i>Cordana terrestris</i>	Folha terrestre em decomposição
	<i>Fuscosporellales</i>	<i>Fuscosporellaceae</i>	<i>Parafuscosporella mucosa</i>	Galho submerso em decomposição
	<i>Pleurotheciales</i>	<i>Pleurotheciaceae</i>	<i>Pleurothecium pulneyense</i>	Galho submerso em decomposição
<i>Incertae sedis</i>	<i>Incertae sedis</i>	<i>Phaeocandelabrum pseudocallisporum</i>		Galho terrestre em decomposição
	<i>Incertae sedis</i>	<i>Verticicladius hainanensis</i>		Folha submersa em decomposição

4.1 TAXONOMIA

DOTHIDEOMYCETES

Jahnulales, Aliquandostipitaceae

Brachiosphaera Nawawi, *Trans. Br. mycol. Soc.* **67**(2): 213. (1976).

CONIDIOMA ausente. SETAS ausentes. CONIDIÓFOROS simples ou raramente ramificados, hialinos, macro ou semimacronematoso, ereto ou flexuoso, septado. CÉLULAS CONIDIOGÊNICAS terminais, holoblásticas, simpodiais ou raramente percorrentes, monilioides, hialinas. Secessão esquizolítica. CONÍDIOS estaurósporos esféricos e com 4–7 projeções radiais, septados, sincrônicos.

Espécie-tipo: *B. tropicalis* Nawawi, *Trans. Br. mycol. Soc.* **67**(2): 213. (1976).

Gênero composto por 2 espécies (INDEX FUNGORUM, 2020). CONÍDIOS semelhantes ao gênero *Actinospora*, mas o conidióforo não ramifica dicotomicamente como *Actinospora* (DESCALS *et al.* 1976; MARVANOVÁ 1997). As principais características do gênero são os conídios estaurósporos, ou seja, célula principal globosa do conídio e suas projeções radiais, fazendo assim parte dos fungos ingoldianos (INGOLD, 1979). Esta morfologia é uma adaptação ao meio aquático sendo passível de ser encontrado em ambientes lênticos e/ou lóticos.

Brachiosphaera tropicalis Nawawi, *Trans. Br. mycol. Soc.* **67**(2): 213. (1976). Fig. 7.

CONIDIOMA ausente. SETAS ausentes. CONIDIÓFOROS mononematosos, simples ou raramente ramificados, base ereta e subhialina, ápice flexuoso hialino, septado, até 530 μm de comprimento, 9–10 μm de largura. CÉLULAS CONIDIOGÊNICAS terminais, ovóides a doliformes, hialinas, simpodiais ou percorrentes, 20–37,5×10–12,5 μm . Secessão esquizolítica. CONÍDIOS solitários, globosos, célula central globosa, refrátil, 42,5–47,5 μm de diam., com 4–6 projeções radiais, 47,5–92,5 μm de comprimento, base inflada com constrição, 7,5–10 μm , ápice subulado, 4–7,5 μm , 2–3 septados. Não foi visualizada a fase sexual.

Este espécime possui morfologia em concordância com as bibliografias consultadas (DESCALS *et al.* 1976; BARBOSA *et al.* 2013). *B. tropicalis* se diferencia de *B. jamaicensis*

quanto ao número de projeções radiais (4–5 *versus* 10–13, respectivamente), comprimento das projeções radiais ($95\text{--}180 \times 9\text{--}11\text{ }\mu\text{m}$ *versus* $31\text{--}40 \times 8\text{--}9,5\text{ }\mu\text{m}$) quantidade de septos nas projeções da célula central (3–5 *versus* 1, respectivamente) e apresentar a célula central menor ($45\text{--}58\text{ }\mu\text{m}$ *versus* $55\text{--}66\text{ }\mu\text{m}$). Para o espécime coletado neste estudo, a célula central se apresenta levemente menor ($42\text{--}47,5\text{ }\mu\text{m}$) do que a espécie-tipo, bem como comprimento e largura das projeções da célula central levemente menores ($47,5\text{--}92,5 \times 7,5\text{--}10\text{ }\mu\text{m}$). A espécie-tipo foi encontrada em amostras de espuma, porém, o espécime coletado neste estudo foi retirado de galho submerso em decomposição, mesmo substrato encontrado por Barbosa e Gusmão (2011) e Monteiro (2014).

Distribuição geográfica: África (GOH, 1997), Puerto Rico (SANTOS-FLORES, 1996), Oceania (GOH, 1997), Brasil (BARBOSA & GUSMÃO, 2011; FIUZA, 2013), Jamaica e Malásia (Descals *et al.*, 1976), Venezuela (SILVA & BRIEDIS, 2011).

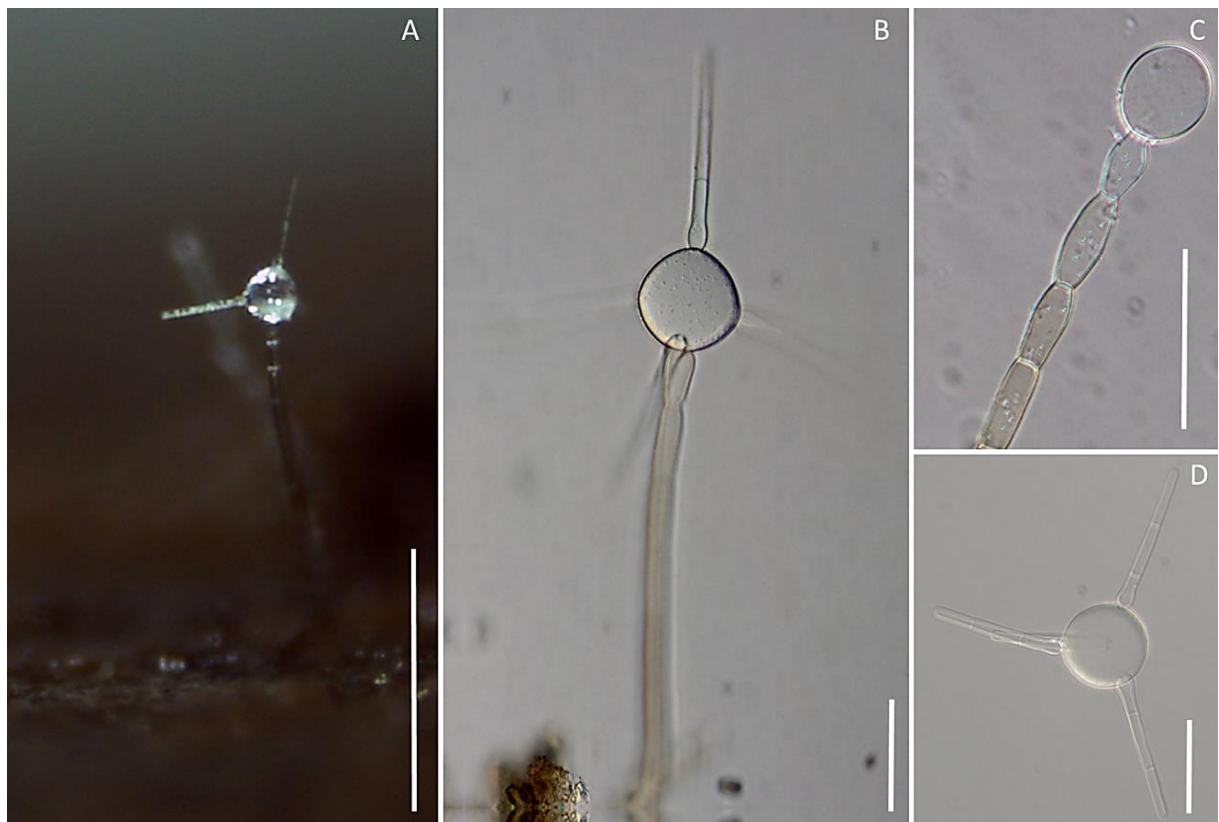


Figura 7 – *Brachiosphaera tropicalis*. A. Conidióforo com conídio no substrato; B e C. Conidióforo com células conidiogênicas percorrentes; D. Estauroconídio globoso com projeções septadas. Escala: A = 0,2 mm; B, C e D = 50 μm .

Material examinado: **BRASIL, Mato Grosso do Sul:** Campo Grande, RPPN/UFMS. $20^{\circ}30'20.1''\text{S}$ $54^{\circ}36'51.1''\text{W}$, em galhos submersos de planta não identificada em

decomposição. 24.VIII.2018, col. Santos, D.C. & Serpa, J.D.M. (HUEFS 254375). Serra da Jiboia, Santa Terezinha, Bahia, sobre casca submersa, 26/05/2008, Barbosa, F. R. (HUEFS 169105). Parque Estadual do Utinga, Belém, Pará, galho em decomposição submerso, 09/01/2013, Monteiro, J.S. (HUEFS 197777).

Pleosporales, Hermatomycetaceae

Hermatomyces Speg., *Anal. Mus. nac. B. Aires, Ser. 3* **13**: 445. (1911).

Sinônimos:

Scyphostroma Starbäck, *Bih. K. svenska Vetensk. Akad. Handl.*, Afd. 3 **25** (n. 1): 23. (1899).

Subicularium M.L. Farr & Goos, *Mem. N. Y. bot. Gdn* **49**: 66. (1989).

CONIDIOMA esporodoquial. SETAS ausentes. CONIDIÓFOROS simples, geralmente inconspícuos, micronematosos, semimacronematosos. CÉLULAS CONIDIOGÊNICAS monoblásticas, integradas e terminais, indiferenciadas. Secessão esquizolítica. CONÍDIOS de dois tipos: i) cilíndricos, quando presentes unisseriados ou multisseriados, 1–4 colunas, com 2–11 células irregularmente pigmentadas; ii) lenticulares, muriformes com células subhialinos a marrom claro, células centrais marrom escuras.

Espécie tipo: *H. tucumanensis* Speg., *Anal. Mus. nac. B. Aires, Ser. 3* **13**: 446. (1911).

Gênero composto por 26 espécies (INDEX FUNGORUM, 2020). Semelhante a *Berkleasmium* e *Oncopodium* por serem também dictiospóricos. No entanto, *Hermatomyces* é esquizolítico, diferindo de *Berkleasmium* por ser rexolítico; e, *Oncopodium* apresenta células conidiogênicas vesiculadas com conídios horizontais, enquanto *Hermatomyces* não apresenta as vesículas e seus conídios são lenticulares, com células centrais mais escuras que as células periféricas, podendo ou não apresentar concomitantemente conídios cilíndricos (KOUKOL *et al.*, 2018; SEIFERT *et al.* 2011).

Hermatomyces sphaericoides Koukol & G. Delgado, *IMA Fungus* **9**(1): 122. (2018). Fig. 8.

CONIDIOMA esporodoquial marrom, hifas lisas a verruculosas em determinadas regiões, anastomose formando uma massa densa. SETAS ausentes. CONIDIÓFOROS inconspícuos. CÉLULAS CONIDIOGÊNICAS arrançadas de maneira coesa, muitas vezes em anastomose, lisas e rugosas em determinadas áreas. Secessão esquizolítica. CONÍDIOS solitários, lenticulares, globosos a subglobosos, elipsoidais, muriformes, às vezes constrictos nos septos,

verruculosos, células centrais marrons escuras, células periféricas marrons claras, 30–35×30–35 μm . 22,5–25 μm de grossura. L/C = 1, L/G = 1.33. Não foi visualizada a fase sexual.

O material examinado apresenta morfologia em concordância com a bibliografia estudada (KOUKOL *et al.* 2018). Se assemelha a *H. reticulatus* (Koukol *et al.* 2018), *H. saikhuensis* (Tipbroma *et al.* 2016), *H. sphaericus* (Koukol *et al.* 2019), *H. subiculosus* (Hyde *et al.* 2016), *H. trangensis* (Nuankaew *et al.* 2019) e *H. verrucosus* (Koukol *et al.* 2018) por possuir apenas o tipo de conídio lenticular. *H. sphaericoides* se diferencia filogeneticamente de *H. sphaericus*, visto que as características morfológicas se sobrepõem. Morfologicamente, os conídios de *H. sphaericoides* são frequentemente marrons escuros a muito escuros e septos constritos nas células periféricas. Também é considerada a razão entre as medidas de largura (L) e grossura (G), ou seja, *H. sphaericoides* tende a ser mais elipsoidal (L/G=1.26), comparado ao *H. sphaericus* (L/G=1.22). Em contraste às medidas mencionadas na descrição original de *H. sphaericoides* foi encontrada uma maior expressão da característica elipsoidal no isolado (HUEFS e CCMB) que sugere ser *H. sphaericoides* (L/G = 1.33).

Distribuição geográfica: Panamá (KOUKOL *et al.*, 2018) e Brasil (este estudo).

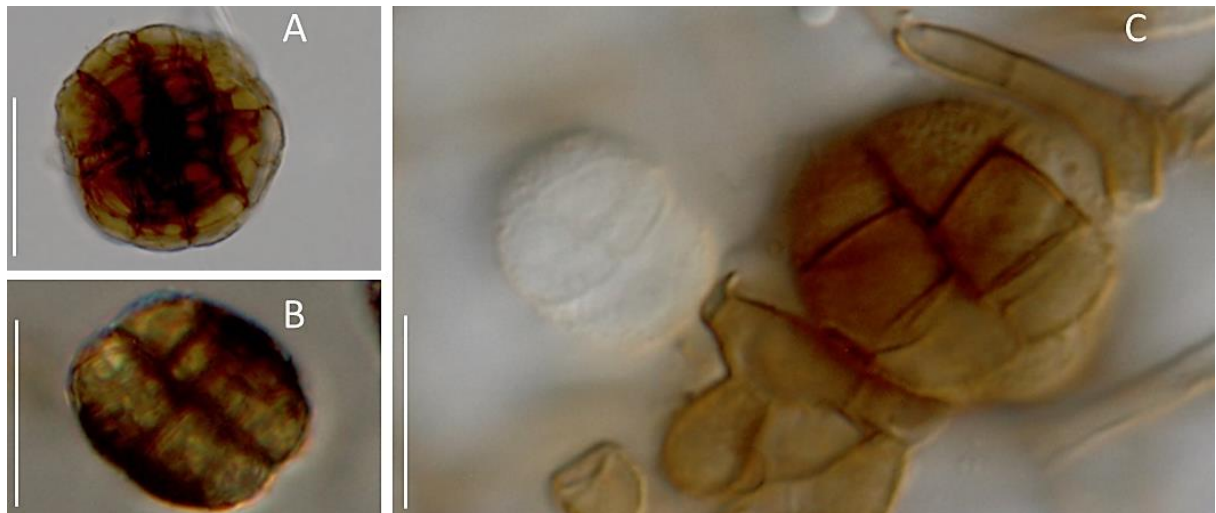


Figura 8 – *Hermatomyces sphaericoides*. A. Vista lenticular; B. Vista lateral; A e B. Conídios maduros; C. Conídio jovem hialino. Escala: A e B = 20 μm ; C = 10 μm .

Material examinado: **BRASIL, Mato Grosso do Sul:** Campo Grande, RPPN/UFMS. 20°30'28.8"S 54°37'00.5"W, em galho de planta não identificada em decomposição. 27.I.2019, col. Santos, D.C. & Serpa, J.D.M. (HUEFS 254365). *Hermatomyces sphaericus*. Serra da Jiboia, Santa Terezinha, Bahia, pecíolo em decomposição, 06/03/2009, Gusmão,

L.F.P. (HUEFS 225305). *Hermatomyces sphaericus*. Serra da Jiboia, Santa Terezinha, Bahia, sobre galho submerso, 03/03/2009, Barbosa, F. R. (HUEFS 169113).

Tubeufiales, Wiesneriomycetaceae

Parawiesneriomyces Crous & M.J. Wingf., *Persoonia* **36**: 389. (2016).

CONIDIOMA, solitário ou gregário, hialinos a amarelados com o tempo, a partir de estroma basal de hifas agregadas. SETAS esparsamente associadas com o esporodóquio, eretas, flexuosas, base bulbosa, ausência rizoides, ápice agudo, parede espessa, lisas, granulares, marrom escuro, septadas. CONIDIÓFOROS agregados, hialinos, lisos, penicilados, septados com constrição, muito ramificados. CÉLULAS CONIDIOGÊNICAS terminais, clavadas, hialinas, lisas, retas a ligeiramente curvas, poliblasticas com loci achatados. CONÍDIOS solitários, agregados em massa mucosa, hialinos, lisos, granulares, gutulados, subcilíndricos, septados com constrição, células centrais mais largas que as apicais, células apicais com ápices obtusos, ligadas por um istmo fino.

Espécie-tipo: *Parawiesneriomyces syzygii* Crous & M.J. Wingf., *Persoonia* **36**: 389. (2016).

Este gênero é monotípico (INDEX FUNGORUM, 2020). *Parawiesneriomyces* se assemelha mais a *Pseudogliophragma* do que a *Wiesneriomyces*, filogeneticamente. No entanto, pela morfologia, se assemelha mais a *Wiesneriomyces conjunctosporus*, não possuindo esporodóquio imerso ao substrato, mas diferencia-se pelas setas e conídios menores do que *W. conjunctosporus*. Existe um impasse quanto à classificação dos conídios em Wiesneriomycetaceae, visto que autores descrevem os conídios de *Wiesneriomyces* como propágulos de conídios individuais em cadeia separados por istmos, (KUTHUBUTHEEN & NAWAWI, 1988; SUETRONG *et al.*, 2014), no entanto, Crous e Wingf (2016) discordam, descrevendo os conídios de *Parawiesneriomyces* como conídios multisseptados.

Parawiesneriomyces syzygii Crous & M.J. Wingf., *Persoonia* **36**: 389. (2016).

Fig. 9.

CONIDIOMA esporodoquial. SETAS emergindo diretamente do substrato, eretas a flexuosas, base bulbosa 12,5–20 μm diam., ápice acuminado, lisa, marrom escura, 8–10 septos, 230–417,5 μm de comprimento. CONIDIÓFOROS agregados. CÉLULAS CONIDIOGÊNICAS terminais, clavadas, hialinas, lisas, retas a ligeiramente curvas, poliblasticas, 8–9,5 $\times$ 3–4 μm , com loci apicais achatados 0.5–1 μm diam. CONÍDIOS solitários, mucilaginosos, hialinos, lisos, gutulados, subcilíndricos, mais largos centralmente e obtusos apicalmente, 4–6-septado,

ligados por istmos, $40\text{--}60 \times 2 \mu\text{m}$, células centrais $7\text{--}8,5 \mu\text{m}$ de comprimento, células terminais $6\text{--}7 \times 2\text{--}3 \mu\text{m}$. Não foi visualizada fase sexual.

O material examinado concorda com as descrições estudadas (CROUS *et al.*, 2016), porém com as medidas dos conídios levemente menores. Pela morfologia, *Parawiesneriomyces* se assemelha a *Wiesneriomyces conjunctosporus*, por não possuir esporodóquio imerso ao substrato, mas diferencia-se pelas setas ($180\text{--}300 \times 7\text{--}15 \mu\text{m}$ *versus* de até $650 \times 9 \times 18 \mu\text{m}$) e conídios expressivamente menores e retilíneos ($65\text{--}75 \times 2 \mu\text{m}$ *versus* $330\text{--}340 \times 2,7\text{--}4,2 \mu\text{m}$) do que *W. conjunctosporus*, que apresenta conídios curvos (KUTHBUTHEEN & NAWAWI, 1988). Neste estudo, o espécime encontrado foi retirado de folha em decomposição submersa, no entanto, Crous e Wingf (2016) não citam ambiente aquático na folha em decomposição onde encontraram a espécie-tipo.

Distribuição geográfica: França (CROUS *et al.*, 2016) e Brasil (este estudo).



Figura 9 – *Parawiesneriomyces syzygii*. A. Esporodóquio no substrato; B e C. Células conidiogênicas. Escala: A = 0,2 mm; B, C, D e E = 10 μm .

Material examinado: **BRASIL, Mato Grosso do Sul**: Campo Grande, RPPN/UFMS. 20°30'20.1"S 54°36'51.1"W, em folha submersa de planta não identificada em decomposição. 27.I.2019, col. Santos, D.C. & Serpa, J.D.M. (HUEFS 254367; 254368).

Helotiales, *Incertae sedis*

Spirosphaera Beverw., *Trans. Br. mycol. Soc.* **36**(2): 120. (1953).

CONIDIOMA ausente. SETAS ausentes. CONIDIÓFOROS inconspícuos. CÉLULAS CONIDIOGÊNICAS inconspícuas. CONÍDIOS evidentes, ramificados, clatrados, espiralados. Secessão esquizolítica.

Espécie tipo: *Spirosphaera floriformis* Beverw. [como '*floriforme*'], *Trans. Br. mycol. Soc.* **36**(2): 121. 1953.

Este gênero possui 8 espécies aceitas (INDEX FUNGORUM, 2020). *Spirosphaera* é um gênero helicospórico, considerado aeroaquático. Tem como característica a ramificação unilateral no filamento do conídio, sendo septado e crescendo de maneira enrolada e enovelada, sempre ramificando, mas nunca em oposição, sempre simples (ZHAO *et al.* 2007). Atualmente, Madrid, Gené e Cano relacionam filogeneticamente o gênero *Parazalerion* ao gênero *Spirosphaera*, evidenciando assim a polifilia de *Spirosphaera* (PHOOKAMSAK *et al.* 2019).

Spirosphaera keratinophila Udagawa & Uchiy., *Can. J. Bot.* **76**(9): 1643. (1999). Fig. 10.

CONIDIOMA ausente. SETAS ausentes. CONIDIÓFOROS semimacronematosos ou micronematosos, mononematosos, hialinos, ramificados, septados, até 20 μm de comprimento, 1.5–3 μm de diam. lisos ou verruculosos. CÉLULAS CONIDIOGÊNICAS monoblásticas, inconspícuas. PROPÁGULOS secos, pulverulentos, amarelo branco ou amarelo claro, globosos ou subglobosos, de 400–1000 μm de diam, hifas apresentando numerosos conídios. CONÍDIOS clatrados, globosos a subglobosos, 16–28 μm de diam, filamentos espiralados, hialinos ou amarelo claro, 2.5–4 μm de largura, verrucosos, septados, levemente constritos no septo, muitas espirais entrelaçadas axialmente, cada espiral produzindo um ramo único lateralmente.

As características morfológicas de *S. keratinophila* concordam com a descrição de Udagawa e Uchiyama (1998). No entanto, os propágulos do espécime brasileiro são maiores (400–2000 *versus* 400–1000 μm da espécie tipo) e os conídios são levemente menores do que o espécime japonês (12.5–27.5 *versus* 16–28 μm de diam.). De acordo com Udagawa e Uchiyama (1998), *S. keratinophila* também se diferencia das outras espécies por produzir propágulos esbranquiçados a amarelados e filamentos conidiais densamente verrucosos, bem como sua ecologia queratinofílica. Os autores sugerem a inserção do espécime coletado em *Spirosphaera*, devido suas particularidades muito evidentes e diferenciadas em comparação às espécies congêneras de *Spirosphaera*. Além disso, apenas *S. verrucosa* produz propágulos, mas são gregários ou espaçados, verde oliva a verde escuro e coletada em folhas em decomposição e galhos submersos. *S. keratinophila* apresenta diferenças suficientes de todos os outros membros de *Spirosphaera* e gêneros próximos pela sua morfologia e hábito de crescimento.

Distribuição geográfica: Japão (UDAGAWA e UCHIYAMA, 1998) e Brasil (este estudo).

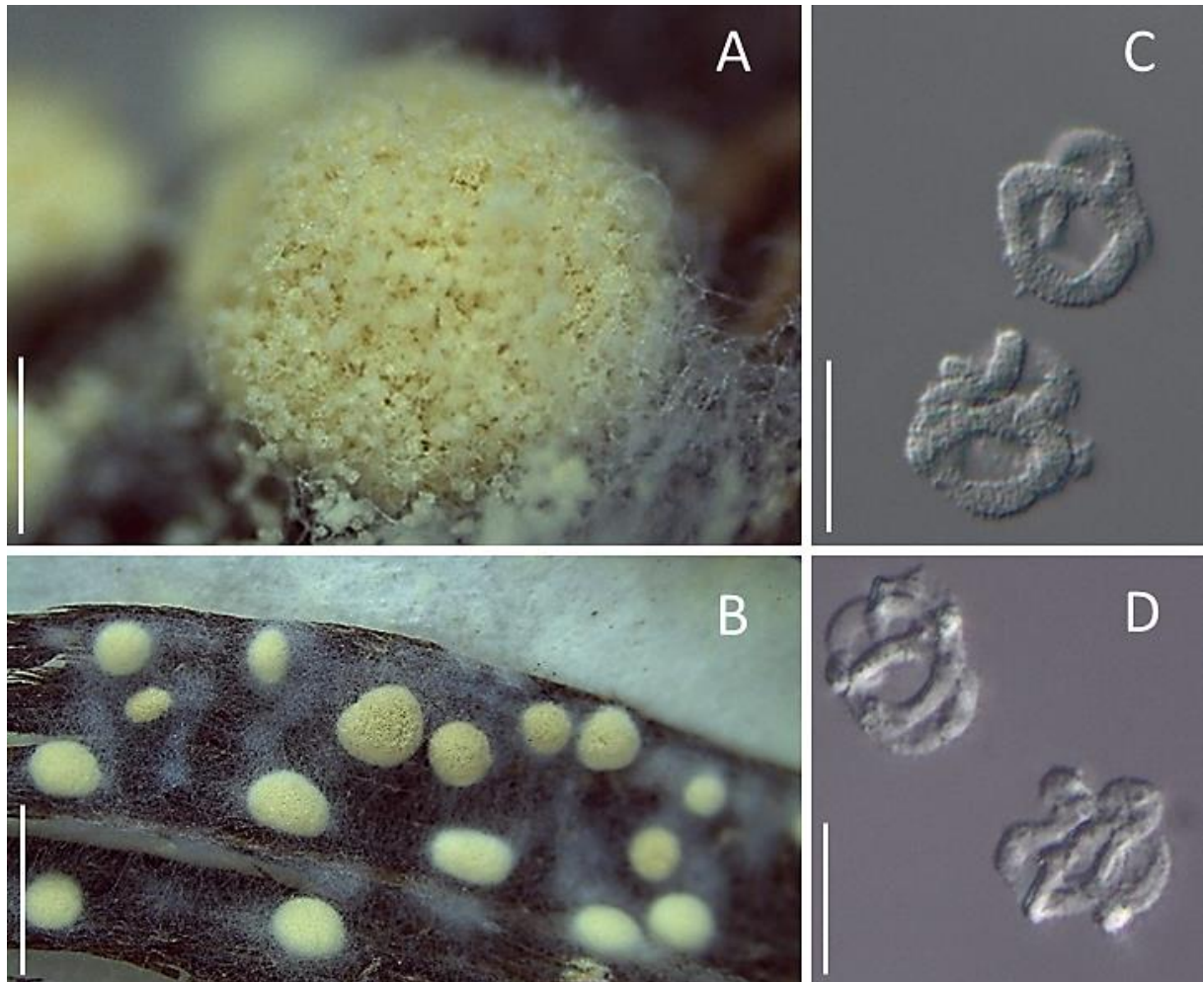


Figura 10 – *Spirosphaera keratinophila*. A e B. Propágulos no substrato (pena); C e D. Conídios. Escala: A = 0,2 mm; B = 2 mm; C e D = 20 μ m.

Material examinado: **BRASIL, Mato Grosso do Sul**: Campo Grande, RPPN/UFMS. 20°30'28.5"S 54°37'02.9"W, em pena de ave não identificada em decomposição. 24.VIII.2018, col. Santos, D.C. & Serpa, J.D.M. (HUEFS 254371).

EUROTIOMYCETES

Rhytismatales, Calloriaceae

Dactylaria Sacc., *Michelia* 2 (no. 6): 20. (1880).

Sinônimos:

Didymotrichum Höhn., *Sber. Akad. Wiss. Wien, Math.-naturw. Kl., Abt. 1* **123**: 139. 1914.

Diplorhinotrichum Höhn., *Sber. Akad. Wiss. Wien, Math.-naturw. Kl., Abt. 1* **111**: 1040. 1902.

CONIDIOMA ausente. SETAS ausentes. CONIDIÓFOROS mononematosos, não ramificados ou esparsamente ramificados, cilíndricos ou levemente achatados, hialinos, subhialinos ou marrons, septados. CÉLULAS CONIDIOGÊNICAS simpodiais, dentículos, hialinas ou marrons. CONÍDIOS dídimos, fragmo ou escolécósporo, hialinos ou marrons claros, parede fina, simples, não aderentes. Secessão esquizolítica.

Espécie-tipo: *Dactylaria purpurella* (Sacc.) Sacc., *Michelia* 2 (no. 6): 20. 1880.

Este gênero possui 137 espécies (INDEX FUNGORUM, 2020). Apresenta morfologia semelhante à *Idriella*, *Neta* e *Scolecobasidium*. No entanto, *Dactylaria* não apresenta clamidósporos escuros e dentículos inconspícuos relativos à *Idriella*. Difere de *Neta*, por não apresentar conídios mucilaginosos rexolíticos e dentículos longos. *Dactylaria* difere de *Scolecobasidium* por não apresentar secissão rexolítica (SEIFERT *et al.* 2011). Existem espécies neste gênero que podem ser predadoras de nematoides, atuando assim como biocontroladores de pragas como *Meloidogyne incognita* (SINGH *et al.* 2019). Existem estudos mais aprofundados sobre o complexo *Dactylaria*, constando chaves para sua identificação (GOH & HYDE, 1997; HOOG, 1985).

Dactylaria splendida R.F. Castañeda & W.B. Kendr., *Univ. Waterloo Biol. Ser.* 35: 33. (1991). Fig. 11.

CONIDIOMA ausente. SETAS ausentes. CONIDIÓFOROS mononematosos, simples, eretos, retos ou flexuosos, marrom a marrom-claros em direção ao ápice septados, lisos, 40–75×5–7,5 μm . CÉLULAS CONIDIOGÊNICAS terminais, poliblasticas, simpodiais, 8–24×3–4 μm , com numerosos dentículos apicais, cilíndricos e truncados. CONÍDIOS subcilíndricos a clavados, ápices arredondados, base levemente truncada, 1-septados, parede lisa, hialinos, secos, 13–16×2–2,5 μm . Não foi visualizada a fase sexual.

O material examinado corrobora com as descrições estudadas (CASTAÑEDA e KENDRICK, 1991), no entanto, os septos dos conídios são visualizados apenas nos conídios maduros, sendo imperceptíveis nos conídios imaturos. De acordo com Castañeda e Kendrick (1991), *D. splendida* apresenta conídios cilíndricos e não cônicos na base, assim como *D. nectandrae*, mas difere por ter conidióforos mais largos (5–8 μm) e conídios mais estreitos (13–16 μm) do que *D. nectandrae*, apresentando conidióforos 3–4 μm de largura e conídios 16–20 μm (GOH & HYDE, 1997). *Solosympodiella clavata*, também se assemelha a *D. splendida*, mas *S. clavata* possui conídios claramente clavados e dentículos da célula

conidiogênicas muito menores e em menor quantidade do que *D. splendida*. Este é o primeiro registro de *D. splendida* para a América do Sul.

Distribuição geográfica: Cuba (CASTAÑEDA e KENDRICK, 1991; China (LUO *et al.* 2004) e Brasil (este estudo).



Figura 11 – *Dactylaria splendida*. A. Conidióforo com conídios no substrato; A, B e C. Conidióforos; D e E. Conídios septados (setas). Escala: A = 20 μm ; B e C = 20 μm ; D e E = 5 μm .

Material examinado: **BRASIL, Mato Grosso do Sul:** Campo Grande, RPPN/UFMS. 20°30'28.5"S 54°37'02.9"W, em galho de planta não identificada em decomposição. 27.I.2019, col. Santos, D.C. & Serpa, J.D.M. (HUEFS 254364).

SORDARIOMYCETES

Chaetosphaeriales, Chaetosphaeriaceae

Menisporopsis S. Hughes, *Mycol. Pap.* **48**: 59. (1952).

CONIDIOMA sinematoso. SETAS septadas, eretas, retas ou levemente flexuosas, simples, lisas, marrom-escuras na base e marrom-claras no ápice. CONIDIOMA sinematoso de duas partes: a) seta central emergente, marrom escura, simples, septada, subulada, b) córtex externo, mais curto que a seta, conidióforos marrons claros, base compacta e estéril, ápice frouxo e fértil. CONIDIÓFOROS agregados ao redor e chegando até a região mediana da seta. CÉLULAS CONIDIOGÊNICAS fialídicas, subuladas, marrom clara, terminais. CONÍDIOS aderentes em massa mucilaginosa, hialinos, falcados, com sétulas apicais.

Espécie-tipo: *Menisporopsis theobromae* S. Hughes, *Mycol. Pap.* **48**: 59. 1952.

Este gênero possui 11 espécies aceitas (INDEX FUNGORUM, 2020). Exibe características morfológicas semelhantes a *Menispora*, inclusive derivando o nome *Menisporopsis*, mas é caracterizado por possuir conidioma sinematoso, seta central simples escura rodeada pelos agregados de conidióforos, células conidiogênicas fialídicas e conídios lunados a falcados, de 0 a 1 septados com sétulas nas extremidades (HUGHES, 1952). Existe uma chave para o gênero no trabalho de Cruz *et al.* (2014), como também descrições, comentários ilustrações para a identificação das espécies de *Menisporopsis*.

Menisporopsis theobromae S. Hughes, *Mycol. Pap.* **48**: 59. (1952). Fig. 12.

CONIDIOMA sinematoso. SETAS septadas, simples, eretas, retas ou levemente flexuosas, lisas, marron-escuras a marron-claras em direção ao ápice, 217–370×3,5–7,5 μm . CONIDIOMA sinematoso, ereto, reto ou levemente flexuoso, marrom escuro na base a marrom no ápice, 95–182×12,5–20 μm . CÉLULAS CONIDIOGÊNICAS monofialídicas, integradas, cilíndricas, lisas, CONÍDIOS solitários, 0–1-septados, lunados, agregados em massa mucilaginosa, hialinos, 15–17,5×1,5–2,5 μm , uma sétula em cada extremidade do conídio, 4,5–6,5 μm . Não foi visualizada a fase sexual.

O material examinado está de acordo com as descrições estudadas (LIN *et al.*, 2019; CRUZ *et al.*, 2014). *M. theobromae* apresenta como característica em seus conídios apenas uma sétula em cada extremidade. No entanto, o espécime coletado neste estudo foi encontrado em folha em decomposição submersa, diferentemente da espécie tipo, encontrada em folha

em decomposição no solo (HUGHES, 1952). Isto indica a forte possibilidade de que a folha coletada para esta pesquisa já estivesse ao solo com a presença de *M. theobromae*, sendo posteriormente lançada ao corpo d'água, ficando submersa.

Distribuição geográfica: Cosmopolita (GBIF, 2020).

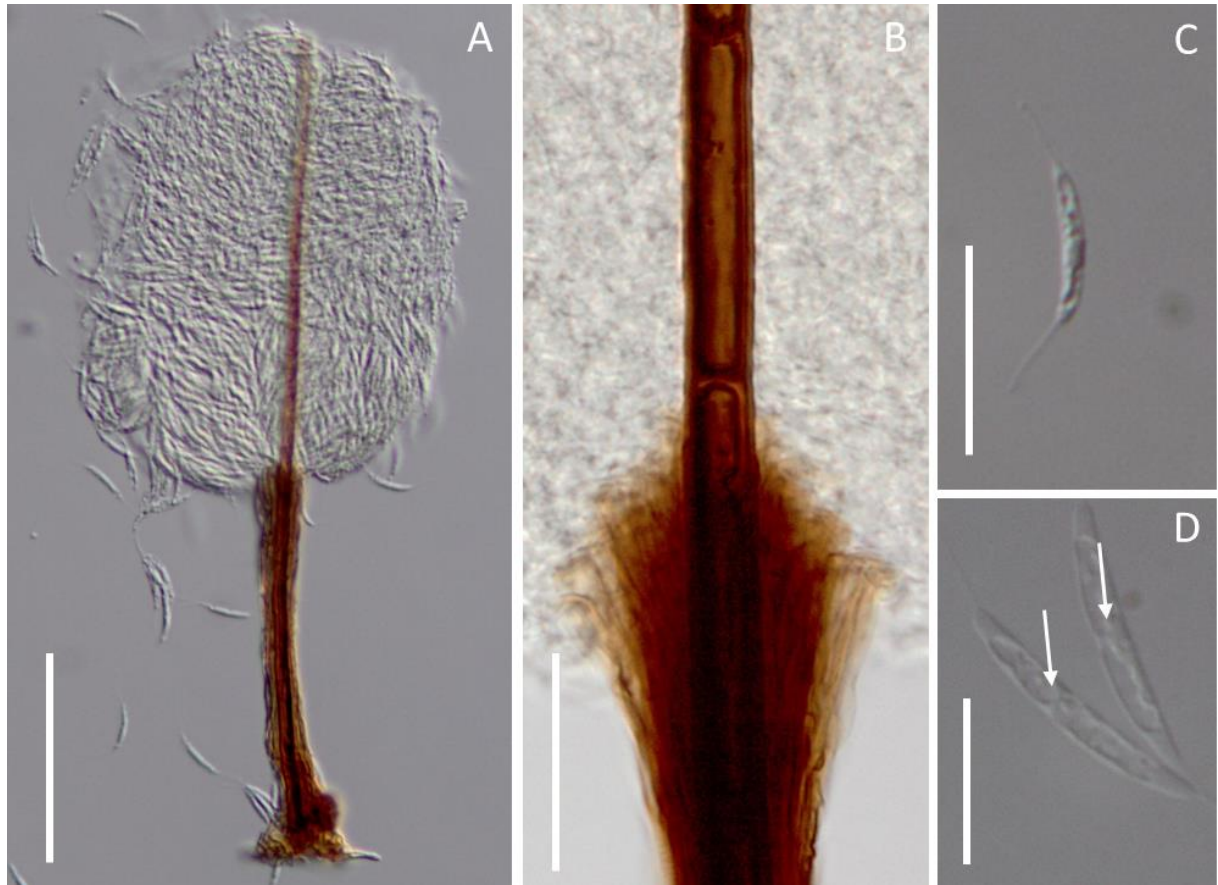


Figura 12 – *Menisporopsis theobromae*. A. Conidioma com seta estéril central; B. Conidióforos agregados ao redor da seta; C e D. Conídios asseptados e septados (setas) com presença de sétulas nas extremidades. Escala: A = 50 μm ; D = 10 μm .

Material examinado: **BRASIL, Mato Grosso do Sul:** Campo Grande, RPPN/UFMS. 20°30'20.1"S 54°36'51.1"W, em folhas submersas de planta não identificada em decomposição. 24.VIII.2018, col. Santos, D.C. & Serpa, J.D.M. (HUEFS 254373).

Cordanales, Cordanaceae

Cordana Preuss, *Linnaea* **24**: 129. (1851).

Sinônimos:

Porosphaerella E. Müll. & Samuels, *Sydowia* **35**: 151. (1982).

Preussiaster Kuntze, *Revis. gen. pl.* (Leipzig) **2**: 867. (1891).

Umbellula E.F. Morris, *Mycologia* **47**(4): 602. (1955).

CONIDIOMA ausente. SETAS ausentes. CONIDIÓFOROS mononematosos, retos ou flexuosos, simples ou ramificados no ápice, marrons claro a marrom escuro, lisos. CÉLULAS CONIDIOGÊNICAS terminais e intercalares, integradas ou evidentes, em algumas espécies arranjadas em forma de umbela sobre ápice do estipe inflado, simpodiais, doliformes, esféricas ou subesféricas, clavadas, denticuladas curtos denticulos; cilíndricas. Secessão esquizolítica. CONÍDIOS solitários, acropleurógenos, simples, elipsoides, oblongos, obovoides, ovóides ou piriformes, marrons claros a marrons escuros, lisos ou verrucosos, 0–1-septate, em algumas espécies com uma banda larga no septo, muitas vezes com hilo protuberante.

Espécie-tipo: *Cordana pauciseptata* Preuss, *Linnaea* **24**: 129. (1851).

Existem 26 espécies aceitas para este gênero (INDEX FUNGORUM, 2020). Este gênero possui características semelhantes às de *Exserticlava*, *Melanographium* e *Pleurophragmium*. No entanto, *Cordana* se diferencia por não possuir setas e células conidiogênicas vesiculadas, como apresenta *Exserticlava*. Também não apresenta cicatrizes achatadas das células conidiogênicas de *Melanographium*. Já *Pleurophragmium* não apresenta conidióforos nodosos e denticulos abundantes de *Cordana* (SEIFERT *et al.* 2011). Atualmente, o gênero *Pseudobotrytis* foi realocado por Hernández-Restrepo *et al.* (2014) para o gênero *Cordana*, baseando-se em filogenia que confirma a monofilia entre os dois grupos.

Cordana terrestris (Timonin) Hern.-Restr., Gené & Guarro, *Mycologia* **106**(4): 729. (2014). Fig. 13.

Sinônimos:

Porosphaerella borinquensis F.A. Fernández & Huhndorf, *Fungal Diversity* **17**: 12 (2004).

Pseudobotrytis terrestris (Timonin) Subram., *Proc. Indian natn Sci. Acad.*, Part B. Biol. Sci. **43**: 277. (1956).

Spicularia terrestris Timonin, *Canadian Journal of Research*, Section C **18**: 315. (1940).

Umbellula terrestris (Timonin) E.F. Morris, *Mycologia* **47** (4): 603. (1955).

CONIDIOMA ausente. SETAS ausentes. CONIDIÓFOROS macronematosos, mononematosos, retos ou flexuosos, ramificados no ápice, septados, lisos, marrom-escuros a marrom-claros em direção ao ápice, 187,5–460×5–6,5 μm . CÉLULAS CONIDIOGÊNICAS

terminais, ramificadas no ápice do conidióforo, verticiladas, clavadas, ápice dilatado com denticulos evidentes, lisas, hialinas; $21,5\text{--}25 \times 2\text{--}3 \mu\text{m}$. CONÍDIOS solitários, elípticos, com pequeno hilo basal, septo bem definido, lisos, marrom-claros, 1-septado, $7,5\text{--}9 \times 2,5\text{--}4 \mu\text{m}$. Não foi visualizada a fase sexual.

O material examinado evidencia as características relatadas nas bibliografias estudadas (SUBRAMANIAN, 1956; BARBOSA *et al.*, 2009), apresentando esta espécie como *Pseudobotrytis terrestris*. De acordo com Timonin (1961), *P. terrestris* se assemelha a *P. bisbyi*, entretanto apresentam conídios 1 septados e 0 septados, respectivamente. Atualmente, *P. terrestris* foi realocada por Hernández-Restrepo *et al.* (2014) para o gênero *Cordana*, ficando assim com a nova combinação *Cordana terrestris* baseando-se na filogenia que confirma a monofilia entre os gêneros *Pseudobotrytis* e *Cordana*.

Distribuição geográfica: Cosmopolita (GBIF, 2020).



Figura 13 – *Cordana terrestris*. A. Conidióforo; B e C. Células conidiogênicas em umbela com ápices inflados denticulados; D. Conídios 1-septados. Escala: A = 20 μm ; B = 50 μm ; C e D = 20 μm .

Material examinado: **BRASIL, Mato Grosso do Sul:** Campo Grande, RPPN/UFMS. 20°30'33.6"S 54°36'54.3"W, em folha de planta não identificada em decomposição. 27.I.2019, col. Santos, D.C. & Serpa, J.D.M. (HUEFS 254371).

Fuscosporellales, Fuscosporellaceae

Parafuscosporella Jing Yang & K.D. Hyde, *Cryptog. Mycol.* **37**(4): 458. (2016).

CONIDIOMA erupente, esférico, velutinoso, preto. SETAS ausentes. CONIDIÓFOROS simples ou ramificados, semimacronematosos, mononematosos, compactos, flexuosos, moniliformes, com células globosas a subglobosas, elipsoidais ou clavadas, hialinas, lisas. CÉLULAS CONIDIOGÊNICAS monoblásticas, integradas às vezes evidentes, terminais, globosas, subglobosas, elipsoidais ou clavadas, hialinas, lisas. Secessão rexolítica CONÍDIOS acrógenos, elipsoidais a obpiriformes com um septo próximo a base, às vezes pequena protuberância, lisos, marrom escuros a preto, célula basal marrom clara

Espécie-tipo: *Parafuscosporella moniliformis* J. Yang, Bhat & K.D. Hyde 2016

Este gênero possui 3 espécies aceitas (INDEX FUNGORUM, 2020). *Parafuscosporella* é muito semelhante morfológicamente a *Fuscosporella* no substrato, mas na cultura se diferencia por produzir conídios *Trichocladium*-like ou *Humicola*-like, já que *Fuscosporella* possui conídios desde filamentosos a helicoides na cultura (YANG & HYDE, 2016). *Parafuscosporella* se diferencia de *Bactrodemiastrum monilioides* por possuir conídios mais compridos e uniseptados, bem como células conidiogênicas hialinas (HERNÁNDEZ-RESTREPO *et al.*, 2015).

Parafuscosporella mucosa Jing Yang, Bhat & K.D. Hyde, *Cryptog. Mycol.* **37**(4): 458. (2016). Fig. 14.

CONIDIOMA esporodoquial mucilaginoso. SETAS ausentes. CONIDIÓFOROS inconspícuos, agregados em massa hialina. CÉLULAS CONIDIOGÊNICAS terminais, monoblásticas, integradas, elipsoidais ou clavadas, hialinas, lisas, 4–10 μm de comprimento, 2,5–7 μm de largura. CONÍDIOS solitários, obovoides a obpiriformes, septo próximo à base, marrom-escuros, 20–31,5×14–21,5 μm . Não foi visualizada a fase sexual.

O espécime coletado no Brasil se assemelha à descrição do tipo coletado na Tailândia, porém ligeiramente menor, apresentando conídios medindo 20–31,5×13,5– 21,5 μm ($\bar{x}$ =

25.75×17.5 μm), versus 26.5–36×12–26 μm ($\bar{x}$ = 31.5×18 μm). Existem dados moleculares disponíveis no banco de dados GenBank. Não foi visualizada fase sexual. *Parafuscosporella mucosa* se diferencia de *P. monilioides* por possuir esporodóquio envolto por mucilagem, sendo identificado apenas pela morfologia do conídio em cultura, mesmo assim, os autores não puderam obter os dados moleculares (YANG *et al.*, 2016).

Distribuição geográfica: Tailândia (YANG *et al.*, 2016) e Brasil (este estudo).

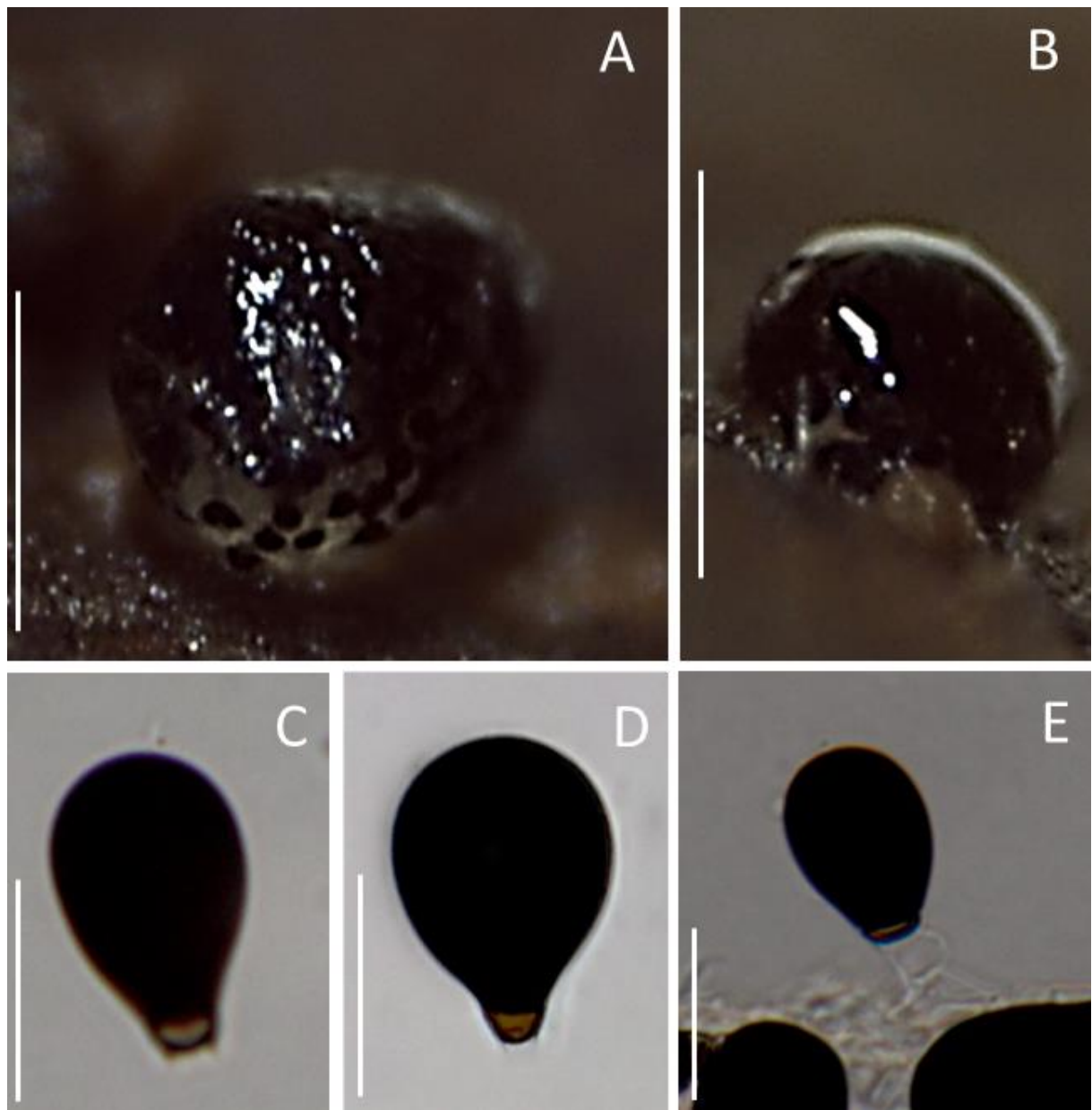


Figura 14 – *Parafuscosporella mucosa*. A e B. Esporodóquios mucilaginosos cristalinos no substrato; C, D e E. Conídios. Escala: A e B = 0,2 mm; C, D e E = 20 μm .

Material examinado: **BRASIL, Mato Grosso do Sul:** Campo Grande, RPPN/UFMS. 20°30'19.1"S 54°36'55.3"W, em galho submerso de planta não identificada em decomposição. 27.I.2019, col. Santos, D.C. & Serpa, J.D.M. (HUEFS 254366).

Pleurotheciales, Pleurotheciaceae

Pleurothecium Höhn., *Ber. dt. bot. Ges.* 37: 154. (1919).

Sinônimo:

Carpoligna F.A. Fernández & Huhndorf, in Fernández, Lutzoni & Huhndorf, *Mycologia* 91(2): 253. 1999.

CONIDIOMA ausente. SETAS ausentes. CONIDIÓFOROS solitários ou em pequenos agregados de 2-3, septados, ápices acuminados e mais claros, base geralmente inflada e rizoide. CÉLULAS CONIDIOGÊNICAS terminais, integradas, poliblasticas, simpodiais, denticuladas no ápice, afinando em direção ao ápice, marrons a subhialinas. CONÍDIOS holoblasticos, curvos ou falcados, geralmente 3-septados, mucilaginosos, hialinos.

Espécie tipo: *Pleurothecium recurvatum* (Morgan) Höhn., *Berichte der Deutschen Botanischen Gesellschaft* 37: 154 (1919).

Existem 11 espécies aceitas para este gênero (INDEX FUNGORUM, 2020). *Pleurothecium* foi delimitado por Höhnelt em 1919, baseando-se em *Acrothecium recurvatum* Morgan, mas não foi providenciada uma descrição genérica ou até mesmo a menção da espécie tipo, sendo descrita em apenas uma sentença simples. Posteriormente, Höhnelt descreveu novamente o gênero em 1923, considerando *A. recurvatum* de Morgan como espécie-tipo (GOOS, 1969).

Pleurothecium pulneyense Subram. & Bhat, *Kavaka* 15(1-2): 65. (1989). Fig. 15.

CONIDIOMA ausente. SETAS ausentes. CONIDIÓFOROS macronematosos, mononematosos, solitários, simples, eretos, retos ou flexuosos, base lobada, lisos, marrom-claro, 6–11-septados, 175–387 μm de comprimento, 17–20 μm de largura na base lobada e 4–5 μm de largura na região mediana. CÉLULAS CONIDIOGÊNICAS terminais, poliblasticas, simpodiais, denticuladas no ápice, marrons a marrom-claras 25–75×3,5–5 μm ., dentículos cilíndricos de parede fina, lisos, hialinos. Secessão esquizolítica. CONÍDIOS solitários,

cilíndricos a fusiformes, levemente curvos, arredondados nas extremidades, 3-septados, hialinos, lisos, gutulados, $21,5\text{--}29 \times 6,5\text{--}7,5 \mu\text{m}$. Não foi visualizada a fase sexual.

Segundo os autores e concordando com o espécime coletado, o conídio deste fungo é seco, não sendo típico de *Pleurothecium*, que apresenta conídios mucilaginosos. Por este motivo, o alocamento de *P. pulneyense* neste gênero se torna provisório (SUBRAMANIAN e BHAT, 1986). Os autores encontraram a espécie-tipo em galho em decomposição, contudo, neste estudo o espécime foi coletado em galho submerso em decomposição, sendo o primeiro registro em ambiente aquático para *P. pulneyense*.

Distribuição geográfica: Índia (SUBRAMANIAN & BHAT, 1986) e Brasil (este trabalho).

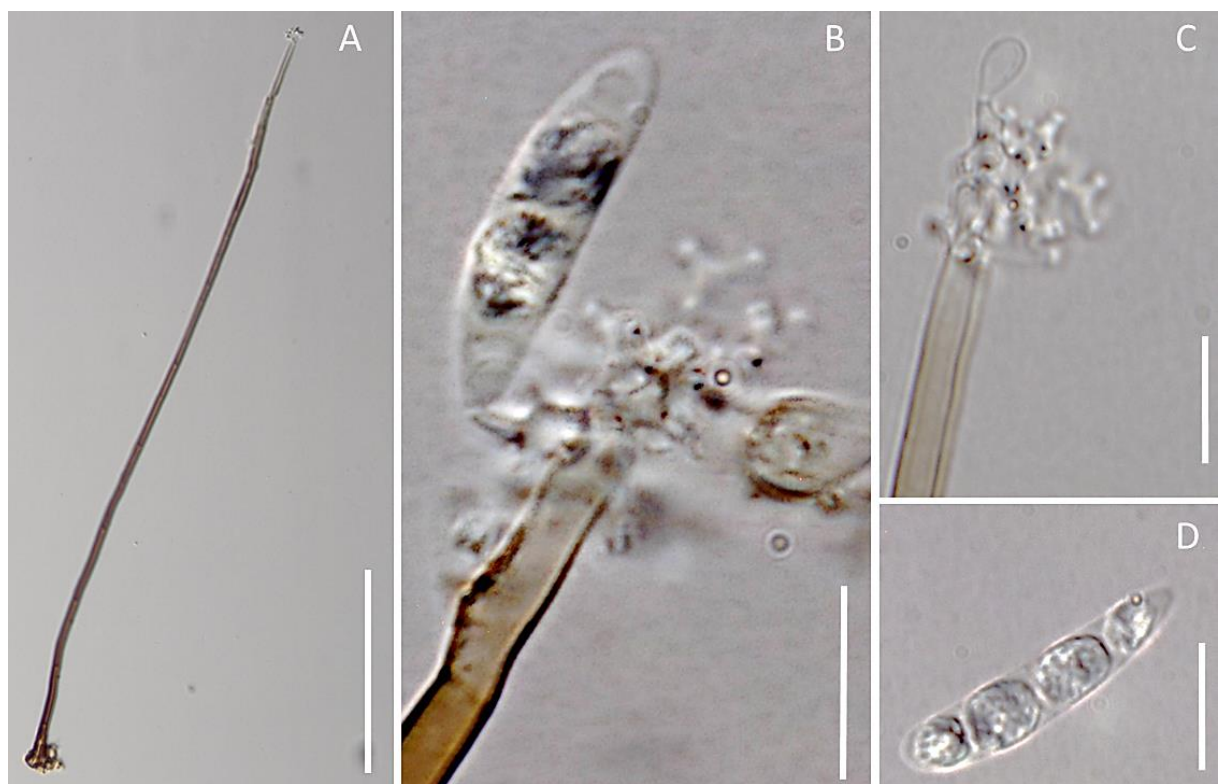


Figura 15 – *Pleurothecium pulneyense*. A. Conidióforo com célula basal lobada; B e C. Células conidiogênicas simpodiais; D. Conídio gutulado. Escala: A = $100 \mu\text{m}$; B, C e D = $10 \mu\text{m}$.

Material examinado: **BRASIL, Mato Grosso do Sul:** Campo Grande, RPPN/UFMS. $20^{\circ}30'19.1''\text{S } 54^{\circ}36'55.3''\text{W}$, em galho submerso de planta não identificada em decomposição. 24.VIII.2018, col. Santos, D.C. & Serpa, J.D.M. (HUEFS 254369).

PEZIZOMYCOTINA, *Incertae sedis*

Phaeocandelabrum R.F. Castañeda, Gusmão, Guarro & Iturr., *Mycotaxon* **109**: 222. (2009).

CONIDIOMA ausente. SETAS ausentes. CONIDIÓFORO macronematoso, mononematoso, ereto, reto, septado, liso ou verruculoso, marrom na base e marrom claro no ápice. CÉLULAS CONIDIOGÊNICAS monoblásticas, terminais, integradas, determinadas ou indeterminadas com diversas proliferações percorrentes enteroblásticas. CONÍDIOS solitários, acrógenos, complexos, multicelulares, ramificados, irregulares, piramidais, turbinados, globosos a bifurcados, marrom a marrom escuro, com denticulos basais, compostos de: i) 2–7 células centrais hemisféricas, globosas, turbinadas a doliformes, equilaterais ou irregularmente dispostas, marrom a marrom escuras; ii) 8–18 células secundárias hemisféricas, globosas, com aglomerados de células com pequenos tubérculos dicotômicos ou levemente lobadas a radiais, marrom claras a subhialinas; iii) 2–4 células terciárias, tubérculos dicotômicos ou aglomerados, hemisféricos, a partir das células secundárias. SINANAMORFO: CONÍDIOS holoblásticos, fusiformes, unicelulares e hialinos.

Espécie-tipo: *Phaeocandelabrum elegans* (R.F. Castañeda) R.F. Castañeda, Heredia & Saikawa, *Mycotaxon* **109**: 224. (2009). (= *Sopagraha elegans* R.F. Castañeda 1985).

Existem 3 espécies aceitas para este gênero (INDEX FUNGORUM, 2020), mais a espécie nova proposta abaixo. *Phaeocandelabrum* é semelhante na ontogenia e secessão conidial quando comparado aos gêneros *Arachnophora*, *Candelabrum*, *Polyancora* e *Sopagraha*. No entanto, analisando a configuração dos conídios quanto ao formato das células centrais, secundárias e terciárias (ou células satélites primárias e secundárias) em associação à morfologia dos conidióforos, pode-se diferenciar claramente o gênero *Phaeocandelabrum* (CASTAÑEDA-RUIZ *et. al.* 2009).

Phaeocandelabrum pseudocallisporum Careli & Gusmão *sp. nov.* Fig. 16.

MYCOBANK MB833013

Difere de *P. callisporum* pela presença de células terciárias falciformes.

ETIMOLOGIA: Grego, *pseudo*–, falso, em referência às similaridades com *P. callisporum*.

CONIDIOMA ausente. SETAS ausentes. CONIDIÓFOROS macronematosos, mononematosos, não ramificados, mas às vezes ramificados, cilíndricos, eretos, retos ou

levemente curvados, lisos, 3–5-septados, marrons pálidos, levemente inflados na base, $69\text{--}88 \times 5\text{--}6\ \mu\text{m}$. CÉLULAS CONIDIOGÊNICAS monoblásticas, terminais, integradas, cilíndricas, lisas, com 2–4 extensões percorrentes, marrons pálidas. Secessão rexolítica. CONÍDIOS solitários, acrogênicos, subglobosos a elipsoides, lisos, secos, marrons, com denticulos na região da secessão, $24\text{--}26 \times 21\text{--}24\ \mu\text{m}$, complexos, compostos de: i) 2 células centrais, marrons a marrons escuras, parede grossa, $8\text{--}11 \times 7\text{--}11\ \mu\text{m}$, célula apical globosa e célula basal ligeiramente turbinada; ii) 4–6 células secundárias cilíndricas a doliformes, marrons pálidas, $4\text{--}6 \times 4\text{--}5\ \mu\text{m}$; iii) 4–5 células terciárias falciformes, marrons pálidas, $10\text{--}11.5 \times 1\text{--}1.5\ \mu\text{m}$. Não foi visualizada a fase sexual.

Três espécies foram incluídas no gênero *Phaeocandelabrum*. A espécie mais próxima é *P. callisporum*, que também apresenta conídios complexos com duas células centrais, células secundárias ligeiramente doliformes e células terciárias. No entanto, os conídios de *P. callisporum* são marrons pálidos, com células terciárias estreladas, produzindo 5 projeções radiais (CASTAÑEDA-RUIZ *et. al.* 2009). *Phaeocandelabrum pseudocallisporum* é facilmente distinguível das outras espécies de *Phaeocandelabrum* pelos conídios de parede grossa, marrons, com duas células centrais e 4–6 células secundárias que dão origem a 4–5 células terciárias falciformes em seus ápices. Para uma decisão taxonômica confiável, foi analisado o material tipo de *P. callisporum* (HUEFS56701). Não existem dados moleculares, visto que este espécime não cresceu em meio de cultura.

Distribuição geográfica: Brasil (este estudo).

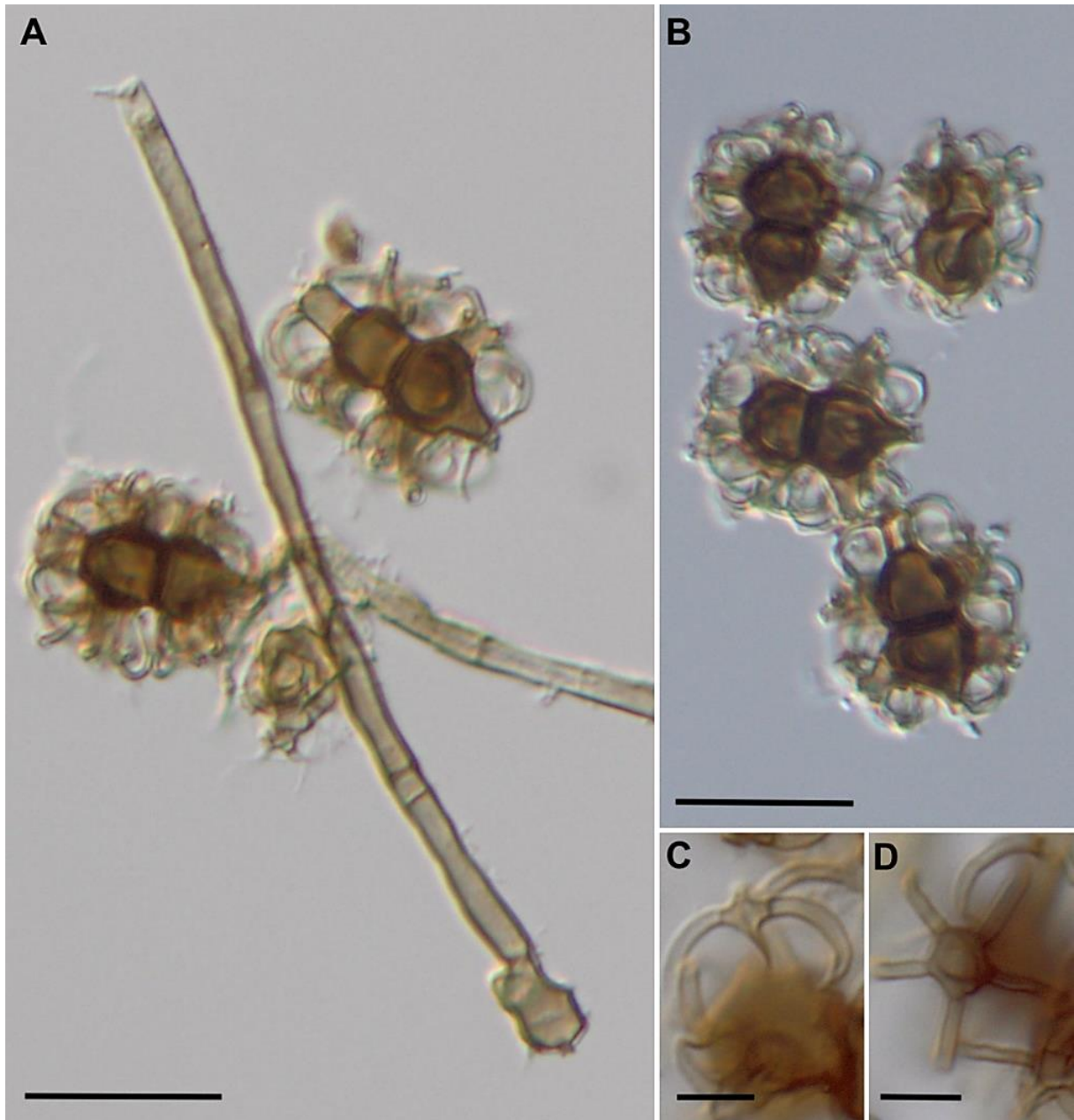


Figura 16 – *Phaeocandelabrum pseudocallisporum*. A. Aspecto geral do conidióforo com conídios; B. Conídios; C. Detalhe das células terciárias falciformes; D. Vista superior das células secundárias com as cinco células terciárias falciformes. Escala: A e B = 20 µm; C e D = 5 µm.

Material examinado: **BRASIL, Mato Grosso do Sul**: Campo Grande, RPPN/UFMS. 20° 30'39" S, 54° 36'39" W, em galhos de planta não identificada em decomposição. 24.VIII.2018, col. Santos, D.C. & Serpa, J.D.M. (Holótipo: HUEFS 252202). **BRASIL, Bahia**. *Phaeocandelabrum callisporum* Gusmão, A. C. Cruz & R. F. Castañeda, Bahia, Palmeiras, Vale do Capão, em *Cupania* sp. 24.VI.2000, col. Gusmão, L.F.P (Holótipo: HUEFS 56701).

Verticicladius Matsush., *Matsush. Mycol. Mem.* 7: 71. (1993).

CONIDIOMA ausente. SETAS ausentes. CONIDIÓFOROS cilíndricos, curtos, com célula apical verticilada. CÉLULAS CONIDIOGÊNICAS cilíndricas, holoblásticas, agregadas em verticilos. Secessão rexolítica. CONÍDIOS cilíndricos a fusoides, septados.

Espécie-tipo: *Verticicladius amazonensis* Matsush., *Matsush. Mycol. Mem.* 7: 72. (1993).

Existem 3 espécies aceitas para este gênero (INDEX FUNGORUM, 2020). *Verticicladius* é caracterizado por possuir conidióforos curtos, células conidiogênicas verticiladas e fragmaconídios fusiformes, além de ter secessão rexolítica. Possui representantes terrestres e aquáticos, mas segundo Fiuza *et al.* (2017), apresentou melhor esporulação em cultura submersa, sendo forte indicativo da preferência do fungo ao ambiente aquático.

Verticicladius hainanensis M.T. Guo & Z.F. Yu, *Mycotaxon* 130(1): 276. (2015). Fig. 17.

CONIDIOMA ausente. SETAS ausentes. CONIDIÓFOROS simples ou ramificados, cilíndricos com célula apical arredondada, hialinos a marrom-claro, 6,5–12×3,5–4,5 μm . CÉLULAS CONIDIOGÊNICAS cilíndricas, truncadas no ápice, marrom-claras, solitárias ou agregadas em 3 ou mais, 7,5–10×2,5–5 μm . CONÍDIOS solitários, fusoides, marrom-claros, lisos, 5–8-septados, geralmente 7-septados, parede espessa, 45–57×5–7,5 μm . Secessão rexolítica.

O material examinado é semelhante com os espécimes descritos por Guo *et al.* (2015) e Fiuza *et al.* (2017), apresentando como características principais a célula apical do conidióforo arredondada e células conidiogênicas agregadas em 3, bem como conídios fusoides e septados liberados de maneira rexolítica. *V. hainanensis* é semelhante a *V. amazonensis*, mas difere-se por seu conídio mais comprido e cilíndrico. *V. subculifer* é diferenciado de *V. hainanensis* pelo formato do conídio, cilíndrico a fusiforme, não havendo atenuação apical no conídio (GUO *et al.*, 2015). *V. hainanensis* foi encontrado por Oliveira (2016) em substrato lignificado, contudo sem descrição detalhada, diferentemente da espécie tipo e do espécime coletado para este estudo, que foram encontrados em folhas em decomposição.

Distribuição geográfica: China (GUO *et al.*, 2015) e Brasil (FIUZA *et al.*, 2017).

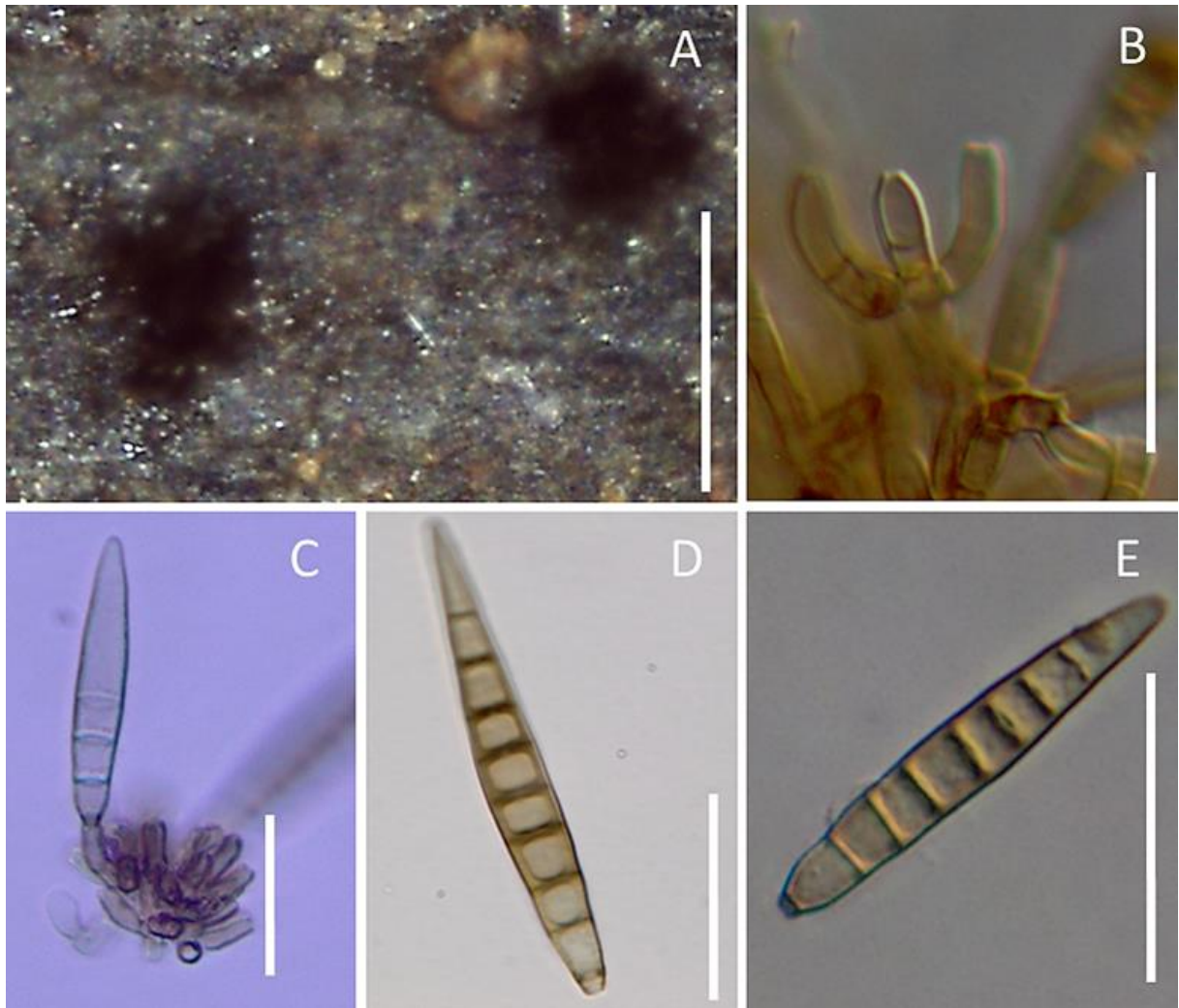


Figura 17 – *Verticicladius hainanensis*. A. Conidióforos no substrato; B e C. Conidióforos com células conidiogênicas ramificadas em 3; D e E. Conídios. Escala: A = 0,2 mm; B, C e D = 20 μ m; E = 50 μ m.

Material examinado: **BRASIL, Mato Grosso do Sul**: Campo Grande, RPPN/UFMS. 20°30'19.1"S 54°36'55.3"W, em folha submersa de planta não identificada em decomposição. 27.I.2019, col. Santos, D.C. & Serpa, J.D.M. (HUEFS 254374).

5 CONCLUSÕES

Este estudo, o primeiro do seu tipo em Mato Grosso do Sul, evidencia que a área escolhida a ser pesquisada é promissora quanto à diversidade fúngica, sendo necessária a realização de novas pesquisas nesta região de Cerrado brasileiro, com o intuito de ampliar o conhecimento da funga neste bioma.

Estudos de levantamentos taxonômicos em áreas não estudadas contribuem fortemente para a sua manutenção e conservação. Em concordância, este estudo pode auxiliar na avaliação da RPPN/UFMS, para que continue sendo considerada um *locus* de extrema importância quanto à biodiversidade, não só da fauna e flora, mas também da funga ali presente. Desse modo, fica clara a necessidade de maior atenção por parte dos órgãos responsáveis para à manutenção e conservação da RPPN/UFMS.

Apesar de a pesquisa ter sido realizada em uma área relativamente pequena, com 50 ha, possuindo certo grau de antropização e do número de coletas, ficam registradas 11 espécies identificadas, cinco são segundos registros para o mundo: *Hermatomyces sphaericoides*, *Parafuscosporella mucosa*, *Parawiesneriomyces syzygii*, *Pleurothecium pulneyense* e *Spirosphaera keratinophila*; um novo registro para a América do Sul: *Dactylaria splendida*; e, uma nova espécie para a ciência, *Phaeocandelabrum pseudocallisporum* Careli & Gusmão.

Este estudo também evidencia a escassez de pesquisas sobre a funga, quanto aos ascomicetos assexuais saprotróficos, na área pesquisada e no Cerrado sul-mato-grossense. A ausência de estudos é diretamente associada à ausência de especialistas neste grupo de fungos para a região. Por isso torna-se necessário que a taxonomia de ascomicetos assexuais saprotróficos seja trabalhada como linha de pesquisa e ensino, tanto nas universidades, quanto nas escolas locais.

REFERÊNCIAS

- ABELHO, M. From Litterfall to Breakdown in Streams: A Review. **The Scientific World Journal**, v. 1, p. 656-680, 2001. DOI 10.1100/tsw.2001.103.
- AHMADJIAN, V. **The lichen symbiosis**. John Wiley & Sons, p.250, 1993.
- AEXOPOULOS, C. J. *et al.* **Introductory Mycology**. John Wiley & Sons INC, USA, ed.4, p. 869, 1996.
- ASSUNÇÃO, V. A. *et al.* Florística do estrato herbáceo de um remanescente de cerrado em Campo Grande, Mato Grosso do Sul, Brasil. **Hoehnea**, v. 38, n. 2, p. 281-288, 2011.
- ATTILI, D. S.; TAU-K-TORNISIELLO, S. M. Occurrence of microfungi during leaf litter decomposition in a Cerrado *sensu strictu* area of São Paulo, Brazil. **Rev. Microbiol.**, v. 25, n. 3, p. 188-194, 1994.
- BANDONI, R. J. Terrestrial occurrence of some aquatic hyphomycetes. **Canadian Journal of Botany**, v. 50, n. 11, p. 2283-2288, 1972.
- BARBOSA, F. R.; GUSMÃO, L. F. P. Conidial fungi from semi-arid Caatinga Biome of Brazil. Rare freshwater hyphomycetes and other new records. **Mycosphere**, v.2, n. 4, p. 475–485, 2011.
- BARBOSA, F. R. *et al.* Some freshwater fungi from the Brazilian semi-arid region, including two new species of hyphomycetes. **Cryptogamie Mycologie**, v. 34, n. 3, p. 243-258, 2013.
- BÄRLOCHER, F.; BODDY, L. Aquatic fungal ecology–How does it differ from terrestrial?. **Fungal Ecology**, v. 100, n. 19, p. 5-13, 2016.
- BINGEMER, J. *et al.* First 12 years of tardigrade succession in the young soils of a quickly evolving ecosystem. **Zoological Journal of the Linnean Society**, v.20, p. 1-13, 2020.
- BRASIL. MINISTÉRIO DO MEIO AMBIENTE – M.M.A. Portal Eletrônico Eletrônico Eletrônico. 2006. Disponível em <<https://www.mma.gov.br/informma/item/3769-mma-lanca-mapas-de-cobertura-vegetal-nativa-dos-biomas-brasileiros.html>>. Acesso em 28 jan 2020.
- BRASIL. Lei nº 9.985, de 18 de julho de 2000. Regulamenta o art. 225, § 1º, incisos I, II, III e VII da Constituição Federal, institui o Sistema Nacional de Unidades de Conservação da Natureza e dá outras providências. **Diário Oficial da União**. 2000. Disponível em: <http://www.mpf.mp.br/atuacao-tematica/ccr4/dados-da-atuacao/projetos/qualidade-da-agua/legislacao/leis-federais/lei-no-9-985-de-18-de-julho-de-2000/at_download/file>.
- BRASIL. Ministério do Meio Ambiente. O bioma cerrado. Disponível em: <<http://www.mma.gov.br/biomas/cerrado>>. Acesso em: 28 jan. 2020.
- CAI, L. *et al.* Variation between freshwater and terrestrial fungal communities on decaying bamboo culms. **Antonie van Leeuwenhoek**, v. 89, p. 293–301, 2006.
- CARDOSO, D. B. *et al.* Correlations between indigenous Brazilian folk classifications of fungi and their systematics. **Journal of Ethnobiology**, v 30, n. 2, p. 252–265, 2010.

CARVALHO, V. G. **Comunidade de fungos em solo do cerrado sob vegetação nativa e sob cultivo de soja e algodão.** (Tese de Doutorado) – Curso de Microbiologia Agrícola, Universidade Federal de Lavras, Lavras, 73 p. 2008.

CASTAÑEDA, R. F.; KENDRICK, B. Ninety-nine conidial fungi from Cuba and three from Canada. **University of Waterloo Biology Series**, v. 35, p. 1-132, 1991.

CASTAÑEDA-RUIZ, R. F. *et al.* Two new anamorphic fungi and some microfungi recorded from 'El Ávila', Venezuela. **Mycotaxon**, v. 107, n. 1, p. 225-237, 2009.

CASTAÑEDA-RUIZ, R. F. *et al.* Fungal diversity of central and south America. In: **Biology of microfungi**. Springer, Cham. p. 197-217, 2016.

CECA/MS-CONSELHO ESTADUAL DE CONTROLE AMBIENTAL (Campo Grande). Deliberação nº 02/2003, de 12 de fevereiro de 2003. Dispõe sobre reconhecimento de Reserva Particular do Patrimônio Natural da Universidade Federal de Mato Grosso do Sul. **Diário Oficial [do] Estado do Mato Grosso do Sul**: Secretarias: Poder Executivo, Campo Grande, ano 25, n. 5939, p. 11, 14 fev. 2003.

CROUS, P. *et al.* Fungal Planet description sheets: 400–468. **Persoonia - Molecular Phylogeny and Evolution of Fungi**. 36. 316-458. 2016. DOI 10.3767/003158516X692185.

CRUZ, A. C. R. D. *et al.* Conidial fungi from the semi-arid Caatinga biome of Brazil: The genus *Menisporopsis*. **Acta Botanica Brasilica**, v. 28, n. 3, p. 339–345, 2014.

DA SILVA, R. F.; BRIEDIS, G. S. Registro de la presencia de hifomicetos acuáticos en ríos de la Cordillera de la Costa, Venezuela. **Interciencia**, v. 34, n. 8, p. 589-592, 2009.

DA SILVA *et al.* Comparison of aquatic hyphomycetes communities between lotic and lentic environments in the Atlantic Rain Forest of Pernambuco, Northeast Brazil. **Fungal Biology** v. 123, p. 660–668, 2019.

DEACON, J. W. **Fungal biology**. John Wiley & Sons, p. 380, 2013.

DESCALS, E. *et al.* Developmental studies in *Actinospora* and three similar aquatic hyphomycetes. **Transactions of the British Mycological Society**, v. 67, n. 2, p. 207–222, 1976.

DESCALS, E. *et al.* Hifomicetos ingoldianos del país vasco. **Munibe** v. 29, p. 237-260, 1977.

DESCALS, E.; MORALEJO, E. Water and asexual reproduction in the ingoldian fungi. **Botanica Complutensis** v. 25, p. 13–71, 2001.

DIGHTON, J. Nutrient cycling by saprotrophic fungi in terrestrial habitats. **The Mycota**, v. 4, p. 271-279, 1997.

DIGHTON, J. Nutrient Cycling by Saprotrophic Fungi in Terrestrial Habitats. **Environmental and microbial relationships**, (Kubicek CP & Druzhinina IS, eds), v. 4, p. 287–300. Springer, Berlim, 2007.

DIGHTON, J.; WHITE, J. F. **The fungal community: its organization and role in the ecosystem**. CRC Press, 2017.

DUARTE, S. *et al.* Biogeography of aquatic hyphomycetes: current knowledge and future perspectives. **Fungal Ecology**, v19, p. 169–181, 2016.

ELLIS, M. B. **More dematiaceous hyphomycetes**. Commonwealth Mycological Institute. Kew, 507 p. 1976.

FERREIRA *et al.* Roteiro metodológico para elaboração de plano de manejo para reservas particulares do patrimônio natural. Ministério do Meio Ambiente, Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis – Brasília: Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade, ICMBio. 2015.

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

FIUZA, P. O. *et al.* Rare hyphomycetes from freshwater environments from Chapada Diamantina, Bahia, Brazil. **Nova Hedwigia**, v. 104, n. 4, p. 451-466, 2017.

GADD, G. M. New horizons in geomycology. **Environ Microbiol Rep**, v. 9, p. 4-7, 2017.

GBIF: The Global Biodiversity Information Facility. What is GBIF? Disponível em: <<https://www.gbif.org/what-is-gbif> >. Acesso em 07 jan. 2020.

GFRLI. **The global fungal red list initiative**. Disponível em <http://iucn.ekoo.se/iucn/species_list/>. Acesso em 12 fev. 2020.

GHOSH, S. *et al.* Regulation of aromatic alcohol production in *Candida albicans*. **Appl. Environ. Microbiol.**, v. 74, n. 23, p. 7211–7218, 2008.

GOH, T. K. Tropical Freshwater Hyphomycetes. In: Hyde, K.D. (ed). **Biodiversity of Tropical Microfungi**. Hong Kong University Press, p.189–227, 1997.

GOH, T. K.; HYDE, K. D. A revision of *Dactylaria*, with description of *D. tunicata* sp. nov. from submerged wood in Australia. **Mycological Research**, v. 101, n. 10, p. 1265-1272, 1997.

GOH, T. K.; HYDE, K. D. Biodiversity of freshwater fungi. **J. Ind. Microbiol.**, v. 17, p. 328–345, 1996.

GÖNCZÖL, J. Forest litter hyphomycetes from Hungary. **Studia Botanica Hungarica**, v. 18, p. 73–76, 1985.

GONÇALVES, J. R. *et al.* Leaf-litter breakdown in 3 streams in temperate, Mediterranean, and tropical Cerrado climates. **Journal of the North American Benthological Society**, v. 25, n. 2, p. 344-355, 2006.

GOOS, R. D. The genus *Pleurothecium*. **Mycologia**, v. 61, n. 6, p. 1048-1053, 1969.

GRAVESEN, SUZANNE. Microbiology on Indoor Air99–What is New and Interesting? An Overview of Selected Papers Presented in Edinburgh, August, 1999. **Indoor Air**, v. 10, n. 2, p. 74-80, 2000.

GUO, M. T. *et al.* *Verticicladius hainanensis*, a new aquatic hyphomycete. **Mycotaxon**, v. 130, n. 1, p. 275-278, 2015.

GUSMÃO, L. F. P.; GRANDI, R. A. P. Hyphomycetes com conidioma dos tipos esporodóquio e sinema associados a folhas de *Cedrela fissilis* (Meliaceae), em Maringá, PR, Brasil. **Acta Botanica Brasilica**, v. 11, n. 2, p. 123-134, 1997.

HAWKER, L. E. **The physiology of reproduction in fungi**. Cambridge University Press, 127p. 2016.

HAWKSWORTH, D. L. The fungal dimension of biodiversity: magnitude, significance, and conservation. **Mycol Res** v. 95, n. 6, p. 641–655, 1991.

HAWKSWORTH, D. L., *et al.* Inventorying a tropical fungal biota: intensive and extensive approaches, In Janardhanan KK, Rajendran C, Natarajan K, Hawksworth DL (ed), **Tropical Mycology**. Oxford & IBH Publishing, New Dehli, India, p 29–50, 1997.

HAWKSWORTH, David L. Funga and fungarium. **IMA Fungus**, v. 1, n. 1, p. 9, 2010.

HAWKSWORTH, D. L., LÜCKING, R. Fungal diversity revisited: 2.2 to 3.8 million species. **Microbiology Spectrum**, v. 5, n. 4, 2017.

HEITMAN, J. *et al.* Evolution of fungal sexual reproduction. **Mycologia**, v. 105, n. 1, p. 1-27, 2013.

HERNÁNDEZ-RESTREPO, M. *et al.* New species of *Cordana* and epitypification of the genus. **Mycologia**. 106. 10.3852/13-122. 2014.

HERNÁNDEZ-RESTREPO, M. *et al.* Emendation of the genus *Bactrodesmiastrum* (Sordariomycetes) and description of *Bactrodesmiastrum monilioides* sp. nov. from plant debris in Spain. **Mycological Progress**, v. 14, n. 7, p. 48, 2015.

HIBBET *et al.* Phylogenetic taxon definitions for Fungi, Dikarya, Ascomycota and Basidiomycota. **IMA fungus**, v. 9, n. 2, p. 291, 2018.

HOOG, G.S. de. Taxonomy of the *Dactylaria* complex, IV. *Dactylaria*, *Neta*, *Subulispora* and *Scolecobasidium*. **Studies in Mycology**. v. 26, p. 1-60, 1985.

HYDE, K. *et al.* Fungal diversity notes 367–490: taxonomic and phylogenetic contributions to fungal taxa. **Fungal diversity**, v. 367, n. 490, 2016.

IBGE. Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística. Mapa de biomas do Brasil. 2019. Disponível em: <<https://www.ibge.gov.br/geociencias/informacoes-ambientais/estudos-ambientais/15842-biomas.html?=&t=downloads>>. Acesso em: 29 jan. 2020.

INDEX FUNGORUM. Landcare Research, New Zealand, and The Royal Botanical Gardens, Kew., 2020. Disponível em <<http://www.indexfungorum.org>>. Acesso em 07 jan. 2020.

INGOLD, C. T. The tetrastrate aquatic fungal spore. **Mycologia**, v. 58, n. 1, p. 43-56, 1966.

INGOLD, C. T. Advances in the study of so- called aquatic hyphomycetes. **American Journal of Botany**, v. 66, n. 2, p. 218-226, 1979.

JUNIOR, O. R.; TAUKE-TORNISIELO, S. M. Occurrence of hyphomycetes and actinomycetes in red-yellow latosol from a cerrado region in Brazil. **Revista de Microbiologia**, 197–203, 1997.

KIRK, P. *et al.* **Dictionary of the Fungi**. 10th ed. Wallingford: CAB International; ed. 10, p. 332., 2008.

KIRK, P. M. *et al.* **Ainsworth and Bisby's Dictionary of the Fungi**. CABI publishing, ed. 9, p. 655, 2001.

KLINK, C. A.; MACHADO, R. B. Conservation of the Brazilian Cerrado. **Conservation Biology**, v. 19, n. 3, p. 707–713, 2005.

KODSUEB, R. *et al.* Relationships between terrestrial and freshwater lignicolous fungi. **Fungal Ecology**, v. 19, p. 155–168, 2016

KOUKOL, O. *et al.* Panama, a hot spot for *Hermatomyces* (Hermatomycetaceae, Pleosporales) with five new species, and a critical synopsis of the genus. **IMA Fungus**, v. 9, n. 1, p.107–141, 2018.

KUHAR, F. *et al.* Delimitation of Funga as a valid term for the diversity of fungal communities: the Fauna, Flora & Funga proposal (FF&F). **IMA Fungus**, v. 9, n. 2, p. 71, 2018.

KUTHUBUTHEEN, A. J.; NAWAWI, A. A new species of *Wiesneriomyces* (Hyphomycetes) from submerged decaying leaves. **Transactions of the British Mycological Society**, v. 90, n. 4, p. 619–625, 1988.

LANGE, L. *et al.* Fungal biotechnology: unlocking the full potential of Fungi for a more sustainable world. In: **Grand Challenges in Fungal Biotechnology**. Springer, Cham, p. 3–32, 2020.

LEITE, M. S. **Como criar unidades de conservação: guia prático para Pernambuco / Marcelo Sobral Leite, Sabine Geiseler, Severino Rodrigo Ribeiro Pinto**. – Recife: Centro de Pesquisas Ambientais do Nordeste, JLV Gráfica e Editora, 64 p. 2011.

LEHRNBECHER, T. *et al.* Incidence and outcome of invasive fungal diseases in children with hematological malignancies and/or allogeneic hematopoietic stem cell transplantation: results of a prospective multicenter study. **Frontiers in Microbiology**, v. 10, p. 681, 2019.

LI, D. W. **Biology of microfungi**. Springer, v. 146, 2016

LI, M. *et al.* Interspecific variation in crop and weed responses to arbuscular mycorrhizal fungal community highlights opportunities for weed biocontrol. **Applied Soil Ecology**, v.142, p. 34–42, 2019.

LILBÆK, H. M. *et al.* Improving the yield of mozzarella cheese by phospholipase treatment of milk. **Journal of Dairy Science**, v. 89, n. 11, p. 4114–4125, 2006.

LIN, C. G. *et al.* Hyaline-spored chaetosphaeriaceous hyphomycetes from Thailand and China, with a review of the family Chaetosphaeriaceae. **Mycosphere**, v. 10, n. 1, p. 655–700, 2019.

- LUGAUSKAS, A.; KRIKŠTAPONIS, A. Microscopic fungi found in the libraries of Vilnius and factors affecting their development. **Indoor and Built Environment**, v. 13, n. 3, p. 169–182, 2004.
- LUO, J. *et al.* Freshwater fungi in Lake Dianchi, a heavily polluted lake in Yunnan, China. **Fungal Diversity**, n.16, p.93-112, 2004.
- LØKEN, S. B. *et al.* The *Helvella corium* species aggregate in Nordic countries-phylogeny and species delimitation. **Fungal Systematics and Evolution**, n. 5, p. 169-186, 2019. DOI 10.3114/fuse.2020.05.11.
- MA, Y.M. *et al.* Structural diversity and biological activities of indole diketopiperazine alkaloids from fungi. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 64, n. 35, p. 6659-6671, 2016.
- MACHADO, R. B. *et al.* **Estimativas de perda da área do Cerrado brasileiro**. Brasília: Conservação Internacional. 2004.
- MAIA, L. C. *et al.* Diversity of Brazilian Fungi. **Rodriguésia**, Rio de Janeiro, v. 66, n. 4, p. 1033-1045, 2015.
- MALAGNAC, F.; SILAR, P. Non-Mendelian determinants of morphology in fungi. **Current Opinion in Microbiology**, v. 6, n. 6, p. 641-645, 2003.
- MANZOOR, M. *et al.* Fungi–assisted phytoextraction of lead: tolerance, plant growth-promoting activities and phytoavailability. **Environmental Science and Pollution Research**, p. 1–10, 2019.
- MASUNGA, G. S. *et al.* Elephant dung decomposition and coprophilous fungi in two habitats of semi arid Botswana. **Mycological Research**, v. 110, n. 10, p. 1214 1226. 2006.
- MATSUSHIMA, T. **Matsushima Mycological Memoirs**. Saprophytic microfungi from Taiwan, part 1. Hyphomycetes. Kobe, Japão., v. 1, 1980.
- MATSUSHIMA, T. **Matsushima Mycological Memoirs**. Kobe, Japão, v. 3, 90 p. 1983.
- MATSUSHIMA, T. **Matsushima Mycological Memoirs** Matsushima: Kobe, Japão, v. 5, 68 p. 1985.
- MATSUSHIMA, T. **Matsushima Mycological Memoirs**. Kobe, Japão. n.7, p. 1–141, 1993.
- MAY, T W. *et al.* Recognition of the discipline of conservation mycology. **Conservation Biology**, v. 33, n. 3, p. 733-736, 2019.
- MICHEL, E. *et al.* Artisanal and farmers bread making practices differently shape fungal species diversity in French sourdoughs. **bioRxiv**, n. 679472, 2019
- MINTER, D. Fungal conservation needs help from botanists. **Plant Biosystems-An International Journal Dealing with all Aspects of Plant Biology**, v. 145, n. 4, p. 945-949, 2011.

MONTEIRO, J. S. **Fungos conidiais associados a substratos vegetais submersos em fragmentos florestais do bioma Amazônia, Pará, Brasil.** (Tese de Doutorado). Universidade Federal de Pernambuco - UFPE, Recife (PE). 2014.

MOORE, D.; CHIU, S. W. Fungal products as food. eds. **Pointing, S. B. and Hyde, K. D. In Bio-exploitation of filamentous fungi. Fungal Diversity Research Series**, v. 6, p. 223-251, 2001.

MOORE-LANDECKER, E. *et al.* **Fundamentals of the fungi.** Prentice Hall, ed. 4, 1996.

NUANKAEW, S. *et al.* *Hermatomyces trangensis* sp. nov., a new dematiaceous hyphomycete (Hermatomycetaceae, Pleosporales) on sugar palm in Thailand. **Phytotaxa**, v. 391, n. 5, p. 277-288, 2019.

OLIVEIRA, M. S. de. **Micobiota em folhas submersas em dois mananciais sob proteção ambiental no Estado de Pernambuco.** (Dissertação de Mestrado). Programa de Pós-graduação em Biologia de Fungos, Universidade Federal de Pernambuco, Recife/PE, p.73, 2016.

OLIVEIRA-FILHO, A. T.; RATTER, J. A. Vegetation physiognomies and woody flora of the Cerrado Biome. In: P. S. OLIVEIRA; R. J. MARQUIS (Eds.); **The Cerrados of Brazil: ecology and natural history of a Neotropical savanna.** New Yorque: Columbia University Press.p.91–120, 2002.

PANG, K.; JONES, E. B. G. Phylogenetic Diversity of Fungi in the Sea including the *Opisthosporidia*. In: **Biology of Microfungi.** Springer, Cham, p. 267-283, 2016

PEEL, M. C. *et al.* Updated world map of the Köppen-Geiger climate classification. Updated World Map of the Koppen-Geiger Climate Classification. **Hydrology and Earth System Sciences Discussions**. n. 4. 2007. DOI 10.5194/hess-11-1633-2007.

PELLIN, A. **Avaliação dos aspectos relacionados à criação e manejo de Reservas Particulares do Patrimônio Natural no Estado do Mato Grosso do Sul, Brasil.** (Tese de Doutorado). Universidade de São Paulo – USP, São Carlos (SP). 2010.

PELLIN, A.; RANIERI, V. E. L. Evolução da conservação voluntária em terras privadas no Brasil e consolidação das RPPNs. **Áreas Protegidas e Inclusão Social: tendências e perspectivas** [S.l: s.n.], 2009.

PHOOKAMSAK, R. *et al.* Fungal diversity notes 929–1035: taxonomic and phylogenetic contributions on genera and species of fungi. **Fungal Diversity**, v. 95, n. 1, p. 1-273, 2019.

PIEPENBRING, M. *et al.* Incentives and challenges for mycologists in the tropics. **Biosystematics and Ecology Series**, v. 34, p. 481-514, 2018.

REPAMS – ASSOCIAÇÃO DE PROPRIETÁRIOS DE RESERVAS PARTICULARES DO PATRIMÔNIO NATURAL DE MATO GROSSO DO SUL. Guia para criar e implementar Reservas Particulares de Patrimônio Natural. Campo Grande. Editora Gibim. 80 p. 2006.

RIBEIRO, J. F.; WALTER, B. M. T. As principais fitofisionomias do Bioma Cerrado. In: S. M. Sano; S. P. Almeida; J. F. Ribeiro (Eds.); **Cerrado: ecologia e flora.** p.151–212, 2008. Planatina: Embrapa Cerrados.

- RICO-MUNOZ, E. *et al.* Mould spoilage of foods and beverages: Using the right methodology. **Food Microbiology**, v. 81, p.51–62, 2019.
- RINAUDO, V. *et al.* Mycorrhizal fungi suppress aggressive agricultural weeds. **Plant Soil** v. 333, p. 7–20, 2010.
- ROY, H. E.; COTTRELL, T. E. Forgotten natural enemies: Interactions between coccinellids and insect-parasitic fungi. **European Journal of Entomology**, v. 105, n. 3, 2008.
- RUGGIERO, Michael A. *et al.* A higher level classification of all living organisms. **PLoS ONE**, v. 10, n. 4, 2015.
- SANTOS, C. F. dos; KRAWIEC, V. A. da M. A situação ambiental e a administração das Unidades de Conservação em Campo Grande-MS, na visão de seus gestores. **Floresta e Ambiente**, v. 18, n. 3, p. 334-342, 2012.
- SANTOS–FLORES, C. J. *et al.* New records of water-borne hyphomycetes for Puerto Rico. **Caribbean Journal of Science** v. 32, n. 1, p. 105–110, 1996.
- SCHIMPF, U.; SCHULZ, R. Industrial by-products from white-rot fungi production. Part II: Application in anaerobic digestion for enzymatic treatment of hay and straw. **Process Biochemistry**, v. 76, p. 142–154, 2019.
- SCHOENLEIN-CRUSIUS, I. H. Aquatic Hyphomycetes from Cerrado regions in the state of São Paulo, Brazil. **Mycotaxon**, 81:457-462, 2002
- SEIFERT, Keith A.; GAMS, W. **The taxonomy of anamorphic fungi**. In: Systematics and Evolution. Springer, Berlin, Heidelberg, p. 307-347, 2001.
- SEIFERT, K. *et al.* The Genera of Hyphomycetes. **CBS Biodiversity Series**. CBS–KNAW Fungal Biodiversity Centre, Utrecht, Netherlands, n. 9, 997 p. 2011.
- SINGH, U. B. *et al.* *Drechslerella dactyloides* and *Dactylaria brochopaga* mediated induction of defense related mediator molecules in tomato plants pre-challenged with *Meloidogyne incognita*. **Indian Phytopathology**, v. 72, n. 2, p. 309-320, 2019.
- SKELLAM, E. Strategies for engineering natural product biosynthesis in fungi. **Trends in Biotechnology**, v. 37, n. 4, p. 416–427, 2019.
- SOUZA, B. C. P. **Ascomicetos associados a plantas da reserva natural da Embrapa Cerrados, Distrito Federal** (Dissertação de Mestrado). Programa de Pós-graduação em Fitopatologia, Universidade de Brasília, Brasília, p. 148, 2017.
- SOUSA, R. R. de *et al.* Impacto da queima de vegetação do Cerrado sobre fungos habitantes do solo. **Ciênc. Florest.**, v. 29, n. 2, p. 965-974, 2019.
- SZOSTAK-KOTOWA, J. Biodeterioration of textiles. **International Biodeterioration & Biodegradation**, v. 53, n. 3, p. 165–170, 2004
- SUBRAMANIAN, C. V. On *Spicularia terrestris* Timonin. **Proceedings of the Indian Academy of Sciences-Section B**. Springer India, p. 276-278, 1956.

- SUBRAMANIAN, C. V.; BHAT, D. J. Hyphomycetes from south India. I. Some new taxa. **Kavaka**, v. 15, p. 41-74, 1987.
- SUETRONG, Satinee *et al.* *Wiesneriomyces* a new lineage of Dothideomycetes (Ascomycota) basal to Tubeufiales. **Phytotaxa**, v. 176, n. 1, p. 283-297, 2014.
- SUSANTI, Y. *et al.* Fungi that produce toxins in salted fish. **Tropical Health and Medical Research**, v. 1, n. 1, p. 19–25, 2019
- TAYLOR, J. W. One fungus = one name: DNA and fungal nomenclature twenty years after PCR. **IMA fungus**, v. 2, n. 2, p. 113-120, 2011.
- TAYLOR, J. W.; BERBEE, M. L. Dating divergences in the Fungal Tree of Life: review and new analyses. **Mycologia**, v. 98, n. 6, p. 838-849, 2006.
- TEDERSOO, L. *et al.* High-level classification of the Fungi and a tool for evolutionary ecological analyses. **Fungal Diversity**, v. 90, n. 1, p. 135-159, 2018.
- TÉLLEZ-TÉLLEZ, M.; DIAZ-GODINEZ, G. Omic tools to study enzyme production from fungi in the *Pleurotus* genus. **BioResources**, v. 14, n. 1, p. 2420-2457, 2019.
- TIMONIN, M. I. New species of the genus *Pseudobotrytis*. **Ceiba** v. 9, p. 27-29. 1961
- TIBPROMMA, S. *et al.* Three new *Hermatomyces* species (Lophiotremataceae) on *Pandanus odorifer* from Southern Thailand. **Phytotaxa**, v. 275, n. 2, p. 127-139, 2016.
- TORVINEN, E. *et al.* Mycobacteria and fungi in moisture-damaged building materials. **Appl. Environ. Microbiol.**, v. 72, n. 10, p. 6822-6824, 2006.
- TSUI, C. *et al.* Biology and ecology of freshwater fungi. In: **Biology of Microfungi**. Springer, Cham. p. 285-313. 2016.
- UDAGAWA, S.; UCHIYAMA, S. Three new hyphomycetes isolated from soil and feather debris. **Canadian Journal of Botany**, v. 76, n. 9, p. 1637-1646, 1998.
- WANG, Z. *et al.* Future perspectives and challenges of fungal systematics in the age of big data. In: **Biology of Microfungi**. Springer, Cham. p. 25-46. 2016.
- WIJAYAWARDENE, N. N. *et al.* Outline of Ascomycota: 2017. **Fungal Diversity**, v. 88, n. 1, p. 167-263, 2018.
- WILDERMUTH, M. C. Plants fight fungi using kiwellin proteins. **Nature** **2019**, v. 565, p. 575–577. 2019.
- WILLIAMS, K. *et al.* Forests of East Australia: the 35th biodiversity hotspots. In: F. E. Zachos; J. C. Habel (Eds.); **Biodivers Hotspots**. Luxembourg: Springer Netherlands p.295–310, 2011.
- YANG, J. *et al.* Fuscosporellales, a new order of aquatic and terrestrial Hypocreomycetidae (Sordariomycetes). **Cryptogamie, Mycologie**, v. 37, n. 4, p. 449-475, 2016.

ZHANG, P. L. *et al.* Aspergilolide, a steroid lactone produced by an endophytic fungus *Aspergillus* sp. MBL1612 isolated from *Paeonia ostii*. **Natural Product Research**, v. 33, n. 15, p. 2133-2138, 2019.

ZHAO, G. *et al.* Helicosporous hyphomycetes from China. **Fungal Diversity Press**, 2007.