



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

GABRIEL GINANE BARRETO

MICROFUNGOS ASSOCIADOS À SERAPILHEIRA DE *EUCALYPTUS* SP., NA FLORESTA
ESTADUAL EDMUNDO NAVARRO DE ANDRADE, RIO CLARO, SP

Recife

2021

GABRIEL GINANE BARRETO

MICROFUNGOS ASSOCIADOS À SERAPILHEIRA DE *EUCALYPTUS* SP., NA FLORESTA
ESTADUAL EDMUNDO NAVARRO DE ANDRADE, RIO CLARO, SP

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

Área de concentração: Taxonomia e Ecologia de Fungos

Orientador: Prof. Dr. Luís Fernando Pascholati Gusmão

Recife

2021

Catálogo na fonte:
Bibliotecária Claudina Queiroz, CRB4/1752

Barreto, Gabriel Ginane

Microfungos associados à serapilheira de *Eucalyptus* sp., na floresta estadual Edmundo Navarro de Andrade, Rio Claro, SP / Gabriel Ginane Barreto - 2021.

112 folhas: il., fig., tab.

Orientador: Luís Fernando Pascholati Gusmão

Dissertação (mestrado) – Universidade Federal de Pernambuco. Centro de Biociências. Programa de Pós-Graduação em Biologia de Fungos. Recife, 2021.

Inclui referências.

1. Eucalipto 2. Folheto 3. Fungos sapróbios

I. Gusmão, Luís Fernando Pascholati (Orientador) II. Título

579.5 CDD (22.ed.)

UFPE/CB-2021-194

GABRIEL GINANE BARRETO

MICROFUNGOS ASSOCIADOS À SERAPILHEIRA DE *EUCALYPTUS* SP., NA FLORESTA
ESTADUAL EDMUNDO NAVARRO DE ANDRADE, RIO CLARO, SP

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

Aprovado em: 08/04/2021

BANCA EXAMINADORA

Prof. Dr. Luís Fernando Pascholati Gusmão (Orientador)

Universidade Estadual de Feira de Santana (UEFS)

Profa. Dra. Elaine Malosso (Examinadora Interna)

Universidade Federal de Pernambuco (UFPE)

Dr. André Rodrigues (Examinador Externo)

Universidade Estadual de São Paulo (UNESP)

Aos meus pais, Nedja Ginane Barreto e Gutemberg Barreto, que me incentivaram em todos estes anos em busca do conhecimento e formação cidadã,

Aos meus avós, Sylvia da Costa Barreto e Francisco Haroldo Barreto (*in memoriam*), que sempre acreditaram no meu esforço como estudante,

Aos meus amigos e familiares, pelo apoio,

DEDICO.

AGRADECIMENTOS

Agradeço aos meus pais, por todo apoio e incentivo recebido, e por nunca medirem esforços para contribuir na minha vida acadêmica.

Todo apoio recebido do mestre e orientador Luís Fernando Pascholati Gusmão, por sua colaboração, paciência, dedicação e ensinamentos que levarei para toda a vida, que foram essenciais no desenvolvimento da pesquisa.

À Universidade Federal de Pernambuco, por meio do corpo docente do Departamento de Micologia, pelos ensinamentos.

Ao CNPq, pela concessão da bolsa de pesquisa.

À Bárbara Gomes Alves, que com seu carinho e paciência me acalmou nesses dias de tensão.

Aos amigos e colegas do Laboratório de Micologia, pelos ensinamentos, colaborações, conversas e descontrações nas horas vagas.

Aos amigos e colegas da UFPE, que mesmo à distância continuamos mantendo contato, e apoiando um ao outro durante os momentos de tensão e principalmente durante a pandemia.

A banca examinadora composta por Dr. André Rodrigues e Dra. Elaine Malosso, pelas contribuições valiosas neste trabalho.

A todos que contribuíram direta ou indiretamente nesta caminhada.

RESUMO

As florestas de eucalipto estão entre as mais produtivas do mundo, resultando em grandes quantidades de serapilheira é rapidamente colonizada pelos fungos, que atuam como decompositores da matéria orgânica. Estas florestas apresentam um potencial ainda inexplorado quanto a diversidade fúngica. O presente trabalho teve como objetivo a busca de novas espécies de microfungos saprotróficos, por meio de um estudo taxonômico das espécies associadas ao eucalipto. Foram realizadas duas expedições de coleta na Floresta Estadual Edmundo Navarro de Andrade (FEENA), onde foram coletadas amostras de serapilheira no ambiente terrestre, como folhas, galhos, gravetos e cascas e frutos (quando disponíveis), de seis espécies de eucalipto (*Eucalyptus grandis*, *E. microcorys*, *E. paniculata*, *E. punctata*, *E. resinifera*, *E. urophylla*). As amostras foram encaminhadas para o Laboratório de Micologia (LAMIC), da Universidade Estadual de Feira de Santana (UEFS) onde passaram pelo processo de lavagem sucessiva e posterior incubação em câmaras úmidas (placa de Petri + papel filtro + água destilada). As amostras de serapilheira incubadas foram observadas em estereomicroscópio durante 30 dias, período de coleta dos microfungos. Lâminas permanentes (resina PVL) e/ou semi-permanentes (ácido láctico ou lactofenol) dos microfungos foram confeccionadas e analisadas em microscópio óptico. Foram realizados o isolamento dos microfungos em cultura pura, as quais quando bem sucedidas foram depositadas na Coleção de Cultura de Microrganismos do Estado da Bahia (CCMB/UEFS). As lâminas foram depositadas no Herbário da UEFS (HUEFS). Os 34 microfungos identificados, estão distribuídos da seguinte forma: sobre folhas em decomposição de *E. grandis* (6 espécies), *E. microcorys* (6 espécies), *E. paniculata* (7 espécies), *E. punctata* (11 espécies), *E. resinifera* (12 espécies), *E. urophylla* (9 espécies); em cascas em decomposição de *E. grandis* (6 espécies), *E. paniculata* (1 espécie), *E. punctata* (2 espécies), *E. resinifera* (2 espécie), *E. urophylla* (4 espécies); em galhos em decomposição de *E. resinifera* (1 espécie); em frutos em decomposição de *E. urophylla* (1 espécie). *Dictyochaeta eucalypti*, *Polyscytalum truncatum*, *Satchmopsis brasiliensis* e *Umbellidion radulans* foram recoletadas após 45 anos em *Eucalyptus* na FEENA. As espécies *Kionochaeta spissa*, *Satchmopsis brasiliensis* e *Umbellidion radulans*, foram encontradas com frequência nos hospedeiros analisados. *Pseudosubramaniomyces fusisaprophyticus* foi coletada pela primeira vez no Brasil. Um checklist com a distribuição geográfica de 188 espécies de ascomicetos associados ao eucalipto no Brasil é apresentado, bem como uma nova espécie de *Kylindria* é proposta. *Dictyosporium tetrasporum* e *Spadicoides obclavata* foram descritas pela primeira vez na América do Sul.

Palavras chave: eucalipto; folheto; checklist; fungos sapróbios.

ABSTRACT

Eucalyptus forests are among the most productive in the world, resulting in large amounts of litter that are quickly colonized by fungi, acting as decomposers of organic matter. These forests have an untapped potential in terms of fungal diversity. The present work aimed to search for new species of saprotrophic microfungi, through a taxonomic study of species associated with eucalyptus. Two expeditions were made in the Edmundo Navarro de Andrade State Forest (FEENA), where litter samples were collected in the terrestrial environment, such as leaves, branches, sticks and barks and fruits (when available) of six species of eucalyptus (*Eucalyptus grandis*, *E. microcorys*, *E. paniculata*, *E. punctata*, *E. resinifera*, *E. urophylla*). The samples were sent to the Mycology Laboratory (LAMIC), at the State University of Feira de Santana (UEFS), where they underwent the successive washing process and subsequent incubation in humid chambers (Petri dish + filter paper + distilled water). The incubated litter samples were observed in a stereomicroscope for 30 days, period of analysis of the microfungi. Permanent slides (PVL resin) and / or semi-permanent slides (lactic acid or lactophenol) of the microfungi were made and analyzed under an optical microscope. The isolation of microfungi in pure culture were made, which, when successful, were deposited in the Collection of Culture of Microorganisms of the State of Bahia (CCMB / UEFS). The slides were deposited at the UEFS Herbarium (HUEFS). The 34 identified microfungi are distributed as follows: on decomposing leaves of *E. grandis* (6 species), *E. microcorys* (6 species), *E. paniculata* (7 species), *E. punctata* (11 species), *E. resinifera* (12 species), *E. urophylla* (9 species); in decomposing barks of *E. grandis* (6 species), *E. paniculata* (1 species), *E. punctata* (2 species), *E. resinifera* (2 species), *E. urophylla* (4 species); decomposing branches of *E. resinifera* (1 species); in decomposing fruits of *E. urophylla* (1 species). *Dictyochaeta eucalypti*, *Polyscytalum truncatum*, *Satchmopsis brasiliensis* and *Umbellidion radulans*, were collected after 45 years in *Eucalyptus* at the FEENA. The species *Kionochaeta spissa*, *Satchmopsis brasiliensis* e *Umbellidion radulans* were found frequently on the analyzed hosts. *Pseudosubramaniomyces fusisaprophyticus* it is recorded for the first time on Brazil. A checklist with the geographic distribution of 188 species of ascomycetes associated with eucalyptus in Brazil is presented, as well as a new species of *Kylindria* is proposed. *Dictyosporium tetrasporum* and *Spadicoides obclavata* were described for the first time in South America.

Keywords: eucalypt; litter; checklist; saprobic fungi.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1 -	Localização geográfica da Floresta Estadual Edmundo Navarro de Andrade (FEENA), Rio Claro, São Paulo.....	26
Figura 2 -	<i>Kylindria</i> sp. nov. (HUEFS 255191, holótipo). A, Colônias em substrato natural. B, Conidióforo e conídio. C – D, conidióforo com células basais infladas ou lobadas. E, Detalhe da célula conidiogênica com o conídio jovem. F, Conídios agrupados em célula conidiogênica. G, Extensão percurrente da célula conidiogênica e agrupada em massas de conídios mucilaginosas. H – K, Conídio com uma cicatriz lateral excêntrica na célula basal. Escalas: A = 0.5 mm. B – G = 20 µm. H – K = 10 µm.....	29
Figura 3 -	Conídios das espécies aceitas de <i>Kylindria</i> . A, <i>K. aquatica</i> . B, <i>K. chinensis</i> . C, <i>K. embeliae</i> . D, <i>K. excentrica</i> . E, <i>Kylindria</i> sp. nov. F, <i>K. keitai</i> . G, <i>K. millettiae</i> . H, <i>K. obesispora</i> . I, <i>K. oblongispora</i> . J, <i>K. peruamazonensis</i> . K, <i>K. pluriseptata</i> . L, <i>K. trichothecioidea</i> . M, <i>K. triseptata</i> . Escalas = 10 µm.....	32
Figura 4 -	<i>Satchmopsis brasiliensis</i> . A. Conidioma no substrato natural. B-C. Conidioma cupulado e conídios. D-E Células conidiogênicas e conídios. F. Conídios. Escalas: A. 0,2 mm. B-C. 50 µm, D-F. 10 µm.....	42
Figura 5 -	<i>Dictyochaeta eucalypti</i> . A. Conidióforos. B-D. Conidióforo, células conidiogênicas e conídios. E-H. Conídios. Escalas: A. 20 µm. B-H. 10 µm.....	45
Figura 6 -	<i>Polyscytalum truncatum</i> . A-B. Conidióforos e célula conidiogênica. C-E. Células conidiogênicas e conídios. F-H. Conídios. Escalas: A-H. 10 µm.....	47
Figura 7 -	<i>Umbellidion radulans</i> . A. Conidióforos em substrato natural, massas brancas de conídios ao ápice. B. Conidióforos, células conidiogênicas em “umbela” e conídios. C. Conidióforo e células conidiogênicas. D-G. Conídios. Escalas: A. 0,2 mm. B. 20 µm, C-G. 10 µm.....	49
Figura 8 -	<i>Dictyosporium tetrasporum</i> . A. Conidioma e conídios. B-D. Células conidiogênicas e conídios. E. Conídios. Escalas = A-E: 20	

	µm.....	52
Figura 9 -	<i>Pseudosubramaniomyces fusisaprophyticus</i> . A-C. Conidióforos e conídios. D-E. Conídios em cadeia, célula conidiogênica denticulada. F. Conidióforo ramificado, conídios em cadeia. Escalas = 10 µm.....	54
Figura 10 -	<i>Spadicoides obclavata</i> . A-B. Conidióforos e conídios. C. Conidióforo apresentando ramificação lateral com célula conidiogênica ao final da ramificação. D-E. Células conidiogênicas tréticas e conídios em desenvolvimento. F-H. Conídios. Escalas = A-E: 20 µm; F-H: 10 µm.....	56
Figura 11 -	Número de táxons de fungos do filo Ascomycota associados as espécies de <i>Corymbia</i> e <i>Eucalyptus</i> e cinco híbridos interespecíficos no Brasil.....	57
Figura 12 -	Número de táxons de fungos do filo Ascomycota por ordem, associados a <i>Corymbia</i> e <i>Eucalyptus</i> no Brasil.....	58
Figura 13 -	Número de táxons do filo Ascomycota por família associados a <i>Corymbia</i> e <i>Eucalyptus</i> no Brasil.....	58
Figura 14 -	Número de táxons do filo Ascomycota associados a <i>Corymbia</i> e <i>Eucalyptus</i> no Brasil por estado.....	59

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 -	Ocorrência das espécies aceitas de <i>Kylindria</i> nos substratos, habitats e países.....	33
Tabela 2 -	Ocorrência dos microfungos em relação ao substrato coletado nos hospedeiros analisados.....	37

LISTA DE ABREVIATURAS E SIGLAS

AA	- Ágar-Água
BDA	- Ágar Batata Dextrose
CCMB	- Coleção culturas de Microrganismos da Bahia
Cia.	- Companhia
cm	- Centímetros
CMA	- Cenoura-Milho-Ágar
diam.	- Diâmetro
FEENA	- Floresta Estadual Edmundo Navarro de Andrade
GPS	- Sistema de Posicionamento Global
HUEFS	- Herbário da Universidade Estadual de Feira de Santana
LAMIC	- Laboratório de Micologia
mm	- Milímetros
ssp.	- Espécies
µm	- Micrômetros
UEFS	- Universidade Estadual de Feira de Santana
URM	- Herbário Pe. Camille Torrand
UFPE	- Universidade Federal de Pernambuco

SUMÁRIO

1	INTRODUÇÃO.....	13
1.1	OBJETIVOS.....	14
1.1.1	Objetivo geral.....	14
1.1.2	Objetivos específicos.....	14
2	REFERENCIAL TEÓRICO.....	14
2.1	OS FUNGOS.....	14
2.2	CLASSIFICAÇÃO DOS FUNGOS.....	15
2.3	ASCOMICETOS ASSEXUAIS.....	17
2.4	CONIDIOMAS, CONIDIÓFOROS, CÉLULAS CONIDIOGÊNICAS E CONÍDIOS.....	18
2.5	O EUCALIPTO.....	19
2.6	FLORESTA ESTADUAL EDMUNDO NAVARRO DE ANDRADE.....	20
2.7	ASCOMICETOS DO EUCALIPTO: um breve panorama.....	21
2.8	IMPORTÂNCIA DOS FUNGOS SAPRÓBIOS.....	24
3	MÉTODO.....	25
3.1	ÁREA DA COLETA.....	25
3.2	COLETA DAS AMOSTRAS.....	25
3.3	PROCESSAMENTO.....	26
3.3.1	Coleta dos microfungos e confecção de lâminas.....	26
3.3.2	Isolamento em cultura pura.....	27
4	RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	27
4.1	MICROFUNGOS DO <i>EUCALYPTUS</i> DO BRASIL: uma nova espécie de <i>Kylindria</i>	27
4.2	FUNGOS RAROS, RECOLETADOS NO LOCAL/HOSPEDEIRO TIPO E DEMAIS ESPÉCIES ENCONTRADAS.....	34
4.3	NOVAS OCORRÊNCIAS PARA O BRASIL E AMÉRICA DO SUL.....	50
4.4	CHECKLIST DOS FUNGOS ASCOMICETOS OCORRENDO EM <i>EUCALYPTUS</i> SPP. NO BRASIL.....	57
5	CONCLUSÕES.....	90
	REFERÊNCIAS.....	91

1 INTRODUÇÃO

Eucalyptus spp. é nativo da Austrália, e como espécie arbórea, apresenta características singulares tais como, o rápido crescimento, o que permite sua utilização para diversos fins, entre eles o reflorestamento (MORA & GARCIA, 2000; RIBEIRO, 2010), sendo ainda utilizado para a construção civil, geração de energia, celulose, e constituindo uma alternativa de renda para o produtor agrícola (WILCKEN et al., 2008).

O eucalipto foi introduzido no Brasil na cidade de Rio Claro, estado de São Paulo, por Edmundo Navarro de Andrade em 1914, para fins comerciais e como alternativa para dormentes e lenha para as locomotivas da Companhia Paulista de Estrada de Ferro (CPEF). A CPEF operou entre os anos de 1868-1971, devido a demanda econômica de escoamento do café cultivado no interior do estado de São Paulo para o porto de Santos. A companhia foi pioneira em eletrificar suas linhas, utilizar carros de aço e fomentar a criação de diversos hortos florestais para atender sua demanda de madeira (MARTINI, 2004; INOUE, 2016).

As grandes áreas reflorestadas com eucalipto estão entre as mais produtivas do mundo (STAPE et al., 2010), que resultam em uma grande quantidade de serapilheira, onde conectam-se com fungos, que estão entre os principais decompositores dos detritos vegetais, auxiliando no ciclo do nitrogênio e carbono, aumentando a fertilidade do solo (KENDRICK, 2017; HÄTTENSCHWILLER et al., 2011). A serapilheira proporciona um habitat singular para abrigar diversas espécies, pois, o componente foliar apresenta diferentes padrões morfológicos e constituições químicas (COSTA, 2014).

Hawksworth (1991), estimou a existência de cerca de 1,5 milhões de espécies de fungos, mesmo afirmando que esse número era conservador, pois não incluía os fungos das regiões tropicais, onde ainda apresenta a biodiversidade pouco conhecida. Com o avanço dos estudos e novas descobertas, essa estimativa aumentou para 2.2 a 3.8 milhões de espécies de fungos (HAWKSWORTH & LUCKING, 2017). Existem aproximadamente 100.000 espécies de fungos aceitas e catalogadas, representando 2,6 a 4,5% desta estimativa (HYDE et al., 2020).

É importante ressaltar que a micota sapróbia associada ao eucalipto, ainda é pouco estudada no Brasil e no mundo. Os estudos mais expressivos são em relação aos fungos fitopatogênicos e micorrízicos (ALVES et al., 2010, ALFENAS et al., 2015; 2016; FONSECA et al., 2017; CROUS et al., 2019). Crous et al. (1989) realizaram um checklist dos fungos associados ao eucalipto, no qual foi encontrado a ocorrência de 106 fitopatógenos e 66 fungos sapróbios. Para o Brasil, o checklist aponta a ocorrência de 11 espécies fitopatogênicas e 25 espécies sapróbias. Entretanto, analisando as publicações originais (SUTTON & HODGES 1975a; b; 1976a; b; 1977; 1978), foi

possível encontrar 30 espécies registradas por esses autores na década de 70, que descreveram 19 novas espécies oriundas do eucalipto. Recentemente, Lacerda et al. (2018) identificaram 59 táxons de fungos saprotróficos e endófitos em *Eucalyptus microcorys*, na Floresta Estadual Edmundo Navarro de Andrade (FEENA), pelo método de filtragem de partículas.

Tendo em vista o escasso conhecimento sobre fungos sapróbios associados ao eucalipto no Brasil e o potencial de novas espécies a serem encontradas, torna-se relevante novos estudos neste ambiente.

1.1 OBJETIVOS

1.1.1 Objetivo geral

- Realizar um estudo taxonômico das espécies de microfungos associados à serapilheira de eucalipto na FEENA.

1.1.2 Objetivos específicos

- Identificar e descrever novas e raras espécies de microfungos, bem como registrar novas ocorrências para o Brasil, América do Sul e Neotrópico;
- Contribuir para a ampliação do acervo da Coleção de culturas de microrganismos da Bahia CCMB (UEFS) e o Herbário (HUEFS).

2 REFERENCIAL TEÓRICO

2.1 OS FUNGOS

Por muito tempo, acreditou-se que os fungos eram organismos relacionados às plantas, porém, Whittaker (1969) propôs a alteração do sistema de classificação de 4 reinos, reconhecendo que o modo de organização celular e nutrição dos fungos eram distintos das plantas e dos animais e considerando essas diferenças importantes, propôs um quinto reino, o *Fungi*. Baseado em estudos moleculares e análises proteômicas percebeu-se que os fungos são mais próximos filogeneticamente aos animais e teriam surgido a aproximadamente 500 milhões de anos (TAYLOR & BERBEE, 2006; STAJICH et al., 2009; EBERSBERGER et al., 2012).

Os fungos apresentam características que os diferenciam dos vegetais, como: nutrição absorptiva, parede celular composta por quitina, glicogênio como reserva de energia e organização somática por meio do micélio (ALEXOPOULOS et al., 1996; ADL et al., 2018). São organismos eucariotos, heterótrofos, que apresentam um importante papel na ciclagem de nutrientes dos ecossistemas. Os fungos apresentam uma diversificação adaptativa, sendo encontrados nos tecidos das plantas, serapilheira, insetos, grãos, animais, ambientes aquáticos de água doce, salobra, marinha, em associação com outros organismos e até parasitando outros fungos (SEIFERT et al., 2011; MCLAUGHLIN & SPATAFORA, 2014).

Os fungos são naturalmente organismos oportunistas e causam diversos entraves para a produção de alimentos (deterioração de grãos, laticínios), saúde (micoses, micotoxinas), bem como doenças em diversas culturas (MARQUES et al., 2009; DEAN et al., 2012; LIU et al., 2017). Produzem micotoxinas, que são metabólitos secundários, podendo ser carcinogênicas, teratogênicas, mutagênicas, nefrotóxicas e imunossupressoras, para os humanos e animais (ABRUNHOSA et al., 2016).

Os fungos, em especial os cogumelos, foram utilizados em diversas sociedades, como os povos europeus, chineses e indígenas, durante séculos. Devido a sua aparência, cores chamativas e capacidade de produzirem toxinas, foram associados a lendas, folclores, fadas e até mesmo ao demônio. Acreditava-se que a partir da sua utilização, poderia-se alcançar elevação espiritual, além de promover a cura e aumentar a longevidade (AKPAJA et al., 2005; SVETA, 2007; BABU & SUBHASREE, 2008; KENDRICK, 2017).

Desse modo, os fungos foram objeto de estudo de importantes descobertas para a ciência. Apresentam diversos benefícios para a sociedade, com características de interesse agrônomo para o controle biológico, micorrizas, industrial (produção de cogumelos comestíveis, cerveja, queijo), compostos de interesse farmacológico como antibióticos e imunossupressores, além da produção de enzimas (lacases, xylanases, celulasas, pectinases) (CHAMBERGO & VALENCIA, 2016; ESCRIVÁ et al., 2017; YADAV et al., 2019; AVERILL et al., 2019).

2.2 CLASSIFICAÇÃO DOS FUNGOS

Desde que os fungos foram considerados distintos das plantas e dos animais, com o advento da biologia molecular e filogenia, a classificação desses organismos constantemente apresenta mudanças, tanto na organização de grupos que haviam sido posicionados dubiamente no passado, visto a ausência da ferramenta molecular, bem como a adição de novos táxons até então desconhecidos para a ciência (ARIYAWANSA et al., 2014).

Alexopoulos (1996) considerava a existência dos filos, Chytridiomycota, Zygomycota, Ascomycota e Basidiomycota. Trazia também uma classe artificial, hoje considerada arcaica, criada para agrupar os fungos que não apresentavam ou ainda não havia sido descoberta sua fase sexuada, os “Deuteromycetos”, “Deuteromycota” ou “fungos imperfeitos”, classificando estes fungos, um filo à parte. Ambas as fases, sexuada e assexuada, ocorrem nos fungos, porém, algumas espécies raramente expressam a fase assexuada ou podem ter perdido esta característica durante a evolução (STEPHENSON, 2010; SEIFERT et al., 2011).

Devido à existência dessa classe artificial, o Código Internacional de Nomenclatura Botânica (ICBN, artigo 59) permitia nomear separadamente os fungos de acordo com o estágio

reprodutivo apresentado, anamorfo (assexual) ou teleomorfo (sexual). Além disso, quando referir-se ao holomorfo (ciclo completo: anamorfo + teleomorfo), o nome do teleomorfo teria prioridade. Entretanto, a partir de 1 de janeiro de 2013, a separação em anamorfo e teleomorfo não seria mais aplicável, de modo que os fungos passariam a ter um único nome, com a mesma prioridade e independente do estágio reprodutivo observado (HAWKSWORTH, 2011; TAYLOR, 2011; GEISER et al., 2013).

Com o advento da biologia molecular, foi estabelecido que os “Deuteromycetes” eram filogeneticamente pertencentes aos filos Ascomycota e Basidiomycota (Dikarya), com os Ascomycota possuindo a maioria dos representantes. O termo Dikarya refere-se à dicaríofase, uma fase intermediária entre a plasmogamia e a cariogamia em que a célula mantém dois núcleos haplóides geneticamente compatíveis, constituindo uma importante fase para ambos os filos. Este fenômeno resulta na recombinação genética, fato que garantirá variabilidade genética para estes fungos (STAJICH et al., 2009; ANDERSON & KOHN, 2007).

Hibbett et al. (2007) propuseram a classificação do Reino Fungi baseado em dados moleculares, em 7 filos: Microsporidia, Blastocladiomycota, Neocallimastigomycota, Chytridiomycota, Glomeromycota, Ascomycota e Basidiomycota (Subreino Dykaria). Nesta classificação, o tradicional filo Zygomycota foi fragmentado em Glomeromycota e 4 subfilos *incertae sedis*, Mucoromycotina, Kickxellomycotina, Zoopagomycotina e Entomophthoromycotina. Posteriormente, dois novos filos foram propostos, o filo Cryptomycota (JONES et al., 2011) e Entomophthoromycota (HUMBER et al., 2012).

Recentemente, Tedersoo et al. (2018) baseado em filogenia molecular e tempo de divergência, propuseram a classificação dos fungos em 9 subreinos e 18 filos. Agrupando-os em Dykaria (Filos: Ascomycota, Basidiomycota e Entorrhizomycota), Mucoromyceta (Filos: Calcarisporiellomycota, Glomeromycota, Mortierellomycota e Mucoromycota), Zoopagomyceta (Filos: Entomophthoromycota, Kickxellomycota, Zoopagomycota) e Chytridiomyceta (Filos: Chytridiomycota, Monoblepharomycota, Neocallimastigomycota). Além dos subreinos que apresentam um único filo: Aphelidiomyceta, Basidiobolomyceta, Blastocladiomyceta, Olpidiomyceta, Rozellomyceta.

Tedersoo et al. (2018) propõe uma classificação dos “Zygomycota” lato sensu distinta da proposta por Hibbett et al. (2007) e estabelece o subreino Rozellomyceta para incluir Rhozellomycota, Microsporidia e Cryptomycota. Wijayawardene et al. (2020), aceitam 19 filos, incluindo o filo Caulochytriomycota como uma linhagem de fungos zoospóricos micoparasitas

basais, sugerem que Cryptomycota é sinônimo de Rhizomycota, sendo considerados uma linhagem basal dos fungos e consideram Microsporidia obsoleto a partir dessa nova classificação.

As mudanças na sistemática decorrentes do advento biologia molecular e dos estudos filogenéticos são notáveis. Entretanto, muitos fungos ainda persistem como incógnitas em relação à sua classificação filogenética, permanecendo sem uma hierarquia organizada em classe, ordem e família, sendo considerados como *incertae sedis*, seja pela falta de sequências nos bancos de dados ou dificuldade de extrair DNA do material tipo a partir de antigas coleções (ARIYAWANSA et al., 2014).

2.3 ASCOMICETOS ASSEXUAIS

Os fungos são organismos cosmopolitas, presentes em todos os ecossistemas. Para isso, os conídios e as hifas, são essenciais na disseminação e no estabelecimento das espécies em novos locais. Os conídios, permitem uma rápida dispersão por inúmeros agentes indiretos (aves, insetos, chuva, vento, animais), podendo sobreviver em condições climáticas adversas, de forma latente, por diversos anos. As hifas sendo microscópicas permitem um contato direto com o meio no qual o fungo pretende se estabelecer, o que favorece seu desenvolvimento dentro dos substratos ou hospedeiros (KENDRICK, 2017; SEIFERT et al., 2011).

Alguns gêneros de ascomicetos contêm espécies que se conhece apenas a fase assexuada, e acredita-se que os fungos que se reproduzem somente desta forma, ou seja, por conídios, perderam a capacidade de produzir estruturas complexas (ascomas e basidiomas) durante a evolução (WEBSTER & WEBER, 2007).

Em alguns fungos, o ciclo parassexual pode acontecer. Este ciclo particular, ocorre através da fusão de núcleos e crossing-over de cromossomos durante a mitose. A meiose não ocorre, dando lugar à haploidização e perda sucessiva de cromossomos durante a mitose (WEBSTER & WEBER, 2007). É um fenômeno prático para a recombinação genética, que resulta na produção de muitos conídios durante o ciclo (KENDRICK, 2017). A parassexualidade já foi observada em diferentes grupos de fungos, como em cepas de *Metarhizium* (FIGUEIRÊDO & SILVA, 2001), e nas ordens Glomales e Entomophthorales (CHAGNON, 2014; BURNETT, 2003).

Os ascomicetos assexuais eram divididos informalmente em três grandes grupos: agonomycetos (não produzem conídios, porém, produzem estruturas somáticas, como clamidósporos e esclerócios), hifomicetos (apresentam hifas especializadas na produção de conídios) e coelomicetos (que apresentam a formação de estruturas complexas onde os conídios são produzidos internamente) (ALEXOPOULOS et al., 1996; KIRK et al., 2008; SEIFERT et al., 2011). Entretanto, essas definições atualmente são citadas apenas para fins históricos de classificação. Os

conídios são produzidos em estruturas especializadas denominadas de células conidiogênicas, à qual se confere importância taxonômica (KENDRICK, 2017).

2.4 CONIDIOMAS, CONIDIÓFOROS, CÉLULAS CONIDIOGÊNICAS E CONÍDIOS

Os conidióforos são estruturas férteis que podem ou não estarem presentes. Quando presentes, se desenvolvem a partir das hifas somáticas, produzindo as células conidiogênicas que por sua vez vão produzir os conídios. Quando os conidióforos se apresentam indiferenciados das outras hifas, são chamados de micronematosos. De maneira análoga, aqueles que são diferenciados das outras hifas, são denominados de macronematosos (ELLIS, 1971; WEBSTER & WEBER, 2007). Quanto ao seu desenvolvimento, podem ser classificados em: acroáuxico, que apresenta o crescimento restrito a região apical ou basáuxico, que alonga-se a partir de um ponto de crescimento basal (KIRK et al., 2008; SEIFERT et al., 2011).

De acordo com Webster & Weber (2007), os conidióforos podem ser livres, simples, ramificados, curvados ou eretos, e podem agregar-se formando conidiomas, do tipo sinêmio ou esporodóquio. O sinêmio é caracterizado pelo agregado compacto de conidióforos, formando fascículos e geralmente originados a partir de um estroma. O esporodóquio é uma estrutura caracterizada por um aglomerado de conidióforos curtos, que emergem de um estroma semelhante a uma almofada (ELLIS, 1971; WEBSTER & WEBER, 2007).

As células conidiogênicas são responsáveis pela produção de conídios. São integradas, quando incorporadas ao conidióforo, ou evidentes, quando são facilmente distinguidas no eixo principal do conidióforo (ELLIS, 1971). Se o crescimento da célula conidiogênica cessa após o desenvolvimento do conídio, é considerada determinada. Se continua crescendo após a produção dos conídios, é indeterminada. Analogamente, se o crescimento da célula forma “anéis” com extensões curtas, é denominada anelídica. As células conidiogênicas que se estendem após a produção dos conídios, são chamadas de percurrentes. Se um novo ponto de crescimento se desenvolve diretamente do ponto que o conídio anterior foi liberado, apresentando crescimento contínuo e em zig-zag, são consideradas simpodiais (KIRK et al., 2008; SEIFERT et al., 2011).

Há dois modos de conidiogênese que ocorrem nos fungos assexuais: blástica (holoblástica e enteroblástica) e tálica (MINTER, 1982). De acordo com Kirk et al. (2008), a conidiogênese blástica é caracterizada pelo alargamento inicial do conídio antes da delimitação do septo. Pode ser reconhecida como holoblástica, quando ambas as paredes da célula conidiogênica são participantes do desenvolvimento do conídio. Enteroblástica é quando apenas a camada interna (trético) ou nenhuma das camadas (fialídico) contribuem para a formação do conídio. Já no modo tálico, o

conídio resulta da diferenciação de células pré-existentes (ELLIS, 1971; WEBSTER & WEBER, 2007; KIRK et al., 2008).

Os conídios são resultado do processo de mitose e geram clones geneticamente idênticos (STEPHENSON, 2010). São produzidos pelas células conidiogênicas e apresentam uma grande diversidade de formas, pigmentação e ornamentações. Podem ser categorizados de acordo com Saccardo (1886) como: Amerosporos, Didimosporos, Phragmosporos, Dictiosporos, Helicosporos, Staurosporos e Scolecospores. Tal classificação ainda é utilizada atualmente.

2.5 O EUCALIPTO

O gênero *Eucalyptus* L'Héritier, descrito em 1789, é pertencente à família Myrtaceae e apresenta em torno de 800 espécies. É nativo do continente Australiano, com algumas espécies ocorrendo na Indonésia, Filipinas e Nova Guiné, entretanto é encontrado em diversos continentes como espécie exótica (BROOKER, 2000; NICOLLE, 2018; MURRAY et al., 2019).

As florestas nativas representam um importante papel no balanço global de carbono (MOGES, 2010), de tal forma que as mudanças climáticas atuais causadas pelo desmatamento exacerbado apresentam consequências severas em todo o mundo, afetando a circulação da atmosfera, nível de precipitação, os níveis dos cursos d'água e a evapotranspiração (LEJEUNE et al., 2014; KHANNA et al., 2017).

O eucalipto é amplamente utilizado para reflorestamento de áreas que perderam a sua cobertura vegetal original, agindo como alternativa “sustentável” para o manejo florestal. Devido a sua fácil adaptação, é utilizado como fonte de matéria prima, lenha para fogueira, postes, e para outros fins como: aglomerados, indústria farmacêutica e óleos essenciais. Podendo servir tanto o setor privado, estatal ou pequenos fazendeiros (POHJONEN, 1989; SANTOS et al., 2001, MOGES et al., 2010).

Apesar destes benefícios, o eucalipto é relatado como causador de desequilíbrio ambiental em áreas já reflorestadas, pois exige uma grande disponibilidade de nutrientes do solo, além de produzir substâncias alelopáticas, competindo com a flora nativa (TELLEN & YERIMA, 2018). De acordo com Aweto & Moleele (2005), a ausência de vegetação rasteira e dossel de luz nas monoculturas de eucalipto podem levar a um aumento da evaporação de água no solo, enquanto as florestas nativas e mais densas reduzem a evaporação, mantendo a umidade.

Atualmente, o Brasil é o maior produtor mundial de eucalipto, com sua produção concentrada principalmente nos estados de Minas Gerais (24%), São Paulo (17%) e Mato Grosso do Sul (16%) e Bahia (11%), destacando-se como monocultura. Em relação à área plantada, ocupa cerca de 5,7 milhões ha em todo o país, sendo utilizados majoritariamente para fins industriais,

como a produção de madeira para carvão vegetal (98,6%) e lenha (84,8%), papel e celulose (79%) (JONKER et al., 2015; SILVA et al., 2012; IBGE, 2017; IBÁ, 2019).

Em 2018, o Brasil tornou-se o segundo maior produtor mundial de celulose, atingindo um rendimento de 21,1 milhões de toneladas e volume exportado de 14,7 milhões de toneladas, com produtividade média nas plantações de 36,0 m³/ha. ano (IBÁ, 2019). A área ocupada pelo eucalipto em ranking municipal, destaca os municípios sul mato-grossenses de Três Lagoas e Ribas do Rio Pardo com 245 e 210 mil hectares de área plantada, e o município paranaense de Telêmaco Borba segue com 159 mil hectares. A produção destes três municípios é voltada para o papel e celulose (IBGE, 2017).

Por ser uma monocultura, sofre diretamente com empecilhos que podem atenuar sua produção, como o estresse hídrico (CORREIA et al., 2013; BEDON et al., 2011) e principalmente no que se refere às doenças causadas por fitopatógenos (COUTINHO et al., 1998; ALFENAS et al., 2015; 2016). Segundo Crous et al. (2019), essa problemática se tornou mais evidente devido a enorme expansão das plantações de eucalipto introduzidas de maneira exótica nos últimos 30 anos.

Embora a cultura do eucalipto apresente benefícios e malefícios, ainda se constitui uma alternativa sustentável de reflorestamento com baixo custo e rápida produção. Alguns países, como a Etiópia, apresentam cerca de 56% da sua cobertura vegetal original substituída por esta planta (BEKELE, 2011). Portanto, enquanto novas alternativas não são descobertas pela ciência, devido a sua facilidade de crescimento e adaptação, o eucalipto é preferido por países em desenvolvimento, tanto para fins econômicos, quanto sociais.

2.6 FLORESTA ESTADUAL EDMUNDO NAVARRO DE ANDRADE

No início do século XX, a CPEF já havia esgotado quase toda a área de cobertura vegetal da região, pois o uso da madeira nas ferrovias era essencial. Por outro lado, todo o carvão usado nas caldeiras das locomotivas era advindo da Inglaterra, colocando CPEF numa posição delicada em relação ao seu abastecimento (MARTINI, 2004; JOINHAS, 2008).

A partir da aquisição da Fazenda Santa Gertrudes em 1909, no município de Rio Claro, pela CPEF, dá-se início ao cultivo do eucalipto em larga escala no Brasil e posteriormente a fundação do Horto Florestal de Rio Claro. O horto leva o nome do engenheiro agrônomo Edmundo Navarro de Andrade, contratado pela CPEF, para encontrar uma alternativa capaz de atender a demanda de lenha para as locomotivas e dormentes para as linhas ferroviárias (MARTINI, 2004; JOINHAS, 2008; SÃO PAULO, 2015).

Como alternativa, Edmundo Navarro de Andrade reuniu 144 espécies e plantou cerca de 38 milhões de pés de eucaliptos, trazidos de diversos locais, como Austrália, Argélia, Argentina e

África do Sul. Apesar do número expressivo de espécies, nem todas adaptaram-se ao clima da região, pois foram advindas de países e continentes distintos do clima tropical, desse modo, restaram 118 espécies de *Eucalyptus* que se aclimataram perfeitamente (MARTINI, 2004).

O Horto Florestal de Rio Claro foi onde Edmundo Navarro de Andrade constituiu grande parte de sua atividade científica, se tornou um dos maiores acervos em silvicultura, empreendeu diversos estudos genéticos no eucalipto, buscando o melhoramento da madeira, durabilidade e resistência. Desenvolveu também, pesquisas relacionadas ao controle de pragas que atingiam as plantações de eucalipto (MARTINI, 2004; JOINHAS, 2008).

Com o passar dos anos, diversas espécies se perderam por falta de manejo ou adaptabilidade. Atualmente, das 144 espécies introduzidas, apenas 37 permanecem na FEENA (CASTELLANO et al., 2016). A falta de manejo consiste um dos principais problemas da FEENA, no qual diversos talhões permanecem sem identificação.

Híbridos espontâneos surgiram devido ao número expressivo de espécies na mesma área, dificultando ainda mais o manejo. As espécies que mais se adaptaram ao clima da região foram: *E. saligna*, *E. grandis*, *E. pilularis*, *E. tereticornis*, *E. microcorys*, *E. alba* e *E. paniculata* e *Corymbia* K.D. Hill & L.A.S. Johnson (gênero desmembrado de *Eucalyptus* em 1995), *C. citriodora* e *C. maculata* (CASTELLANO & CAMARINHO, 2019).

A FEENA atualmente enquadra-se em unidade de conservação de uso sustentável, sendo possível o manejo dos recursos com o objetivo de suprir necessidades sociais e econômicas. Possui uma relação com o público da cidade de Rio Claro e com a comunidade científica, onde há permissão para realização de visitas à reserva e ao museu do eucalipto (atualmente desativado), além do desenvolvimento de pesquisas junto à Fundação Florestal (SÃO PAULO, 2005).

2.7 ASCOMICETOS DO EUCALIPTO: um breve panorama

De acordo com Nicolle (2018) existem em torno de 800 espécies de eucalipto, das quais mais de 150 já foram relatadas associadas a espécies de fungos (HYDE et al., 2007). Apesar de ser uma monocultura, o gênero *Eucalyptus* apresenta um número expressivo de representantes, distribuídos em diversos países (SANKARAN & HUSSAIN, 2019), principalmente como plantio exótico. Aliados a esse fator e aos diferentes ambientes onde são encontrados, a diversidade de fungos tende a aumentar (CROUS et al., 2019).

Os fungos podem viver no interior das plantas de eucalipto, sem causar sintomas, e em outros casos, infectar a planta sadia, e tornar-se patogênicos em condições estressantes (SLIPPERS & WINGFIELD, 2007). Além dessas associações, existem os fungos sapróbios que realizam a decomposição da serapilheira (HÄTTENSCHWILLER et al., 2011).

Crous et al. (1994), descrevem um novo gênero, *Falcocladium* S.F. Silveira et al. ocorrendo em *E. grandis* no Espírito Santo. Wingfield et al. (1996), reportaram uma nova espécie de *Coniothyrium* causando cancro e malformação em plantações de eucalipto na África do Sul, resultando em perdas severas às produções de eucalipto. Santos et al. (2001), relatam para o sul do Brasil diversas doenças ocorrendo desde a fase de viveiro (tombamento, podridão de raízes, podridão de estacas) causadas pelos gêneros *Cylindrocladium*, *Fusarium*, *Colletotrichum*, aos plantios adultos (cancro e malformação, seca dos ponteiros, manchas foliares, podridão do cerne) causadas por *Cyphonectria*, *Coniella*, *Mycosphaerella*.

Crous et al., (2006b) analisando os fungos do *Eucalyptus*, descrevem dois novos gêneros *Eucasphaeria* Crous e *Sympoventuria* Crous & Verkley, além de novas espécies de *Furcasporea*, *Harknessia*, *Heteroconium* e *Phacidiella*. Novidades taxonômicas são registradas por Cheewangkoon et al., (2009), em *Corymbia*, *Eucalyptus* e *Syzygium* spp., todos pertencentes à família Myrtaceae. Ao todo, foram descritas 15 novas espécies de fungos para o *Eucalyptus*, tal como os novos gêneros *Bagadiella* Cheewangkoon & Crous e *Foliocryphia* Cheewangkoon & Crous, além de novas combinações.

Taylor et al., (2009) analisando galhos de *Eucalyptus*, isolou um número expressivo de fungos representantes da família Botryosphaeriaceae, com o mais frequente sendo *Neofusicoccum australe*. Passador et al. (2012) relatam *Teratosphaeria nubilosa* ocorrendo em plantações de *E. globulus* nas regiões Sul e Sudeste do Brasil. Posteriormente, Cândido et al. (2014), relatam *T. pseudoecalypti* ocorrendo no Brasil em *E. globulus*, *E. urophylla* e híbridos. A doença é caracterizada por manchas foliares de variados tamanhos, resultando no desfolhamento da planta.

Crous et al. (2015) isolam *Semifissispora natalis* Crous et al. ocorrendo na serapilheira de *Eucalyptus* sp. na Austrália. Crous et al. (2015a) registram *Ophiostoma eucalyptigena* Barber & Crous também na Austrália em *E. marginata*, além de *Castanediella eucalypti* Crous et al. em folhas de *E. pellita*, *Sabahriopsis* Crous & M.J. Wingf. gênero novo em *E. brassiana*, e uma nova espécie *Emarcea eucalyptigena* Crous & M.J. Wingf. em *E. brassiana*, na Malásia.

Alfenas et al., (2015) descrevem 20 novas espécies de *Calonectria* associadas com eucalipto no Brasil. Este estudo reúne diversas espécies do gênero permitindo um melhor entendimento da distribuição e ocorrência destes fungos no país. As espécies foram isoladas do solo das plantações, sementes e folhas doentes. Crous et al. (2016), registram diversas novidades para o eucalipto, entre elas *Vermiculariopsiella eucalypti* Crous et al., em *E. regnans* na Austrália, *Pseudophloeospora eucalyptorum* Crous et al., em *Eucalyptus* sp., Austrália, *Castanediella eucalypticola* Crous & M.J. Wingf. e *Phaeophloeospora eucalypticola* Crous & M.J. Wingf., em *E. robusta*, França.

Uma nova linhagem filogenética de *Calonectria* foi descoberta por Fernandes et al. (2016), causando mancha foliar em *Eucalyptus urophylla* no estado do Mato Grosso. *Calonectria pseudometrosideri* é citada pela primeira vez causando manchas foliares em plantações de *E. urophylla* no Mato Grosso. Fonseca et al. (2017) relata *Podosphaera pannosa* (Oídio do eucalipto) no Brasil, como um importante patógeno que acomete mudas de eucalipto, resultando na diminuição da produção.

Hernández-Restrepo et al., (2017) inclui um novo gênero, *Xyladictyochaeta* Hern.-Restr. et al., associado ao *Eucalyptus* spp. Crous et al., (2018) descrevem *Chaetopsina eucalypti* em folheto de *Eucalyptus* spp., um novo gênero *Neometulocladosporiella* Crous & M.J. Wingf ocorrendo no folheto de *E. grandis*, *E. urophylla*, *Eucalyptostroma eucalyptorum* Crous & M.J. Wingf. em *E. pellita*, *Oidiodendron eucalypti* Crous, em *E. maidenii*, *Lareunionomyces eucalypti* Crous em *Eucalyptus* sp., além de uma nova família Neolauriomycetaceae, tendo como tipo o gênero *Neolauriomyces* Crous. No mesmo ano, Crous et al. (2018a), identificam novas espécies de *Exophiala*, *Polyscytalum*, *Zygosporium*, *Cylindrium*, para o *Eucalyptus*, além de novos registros e combinações.

Lacerda et al. (2018), analisando a comunidade de fungos endofíticos em *Eucalyptus microcorys* no Brasil, isolou mais de 700 fungos associados com substrato foliar, constituindo representantes de 59 táxons, a partir do método de filtração de partículas e plaqueamento direto, registrando duas novas ocorrências para o Brasil, *Castanediella eucalypticola* e *Neophaeomoniella eucalypti*. Em recente trabalho, Lacerda et al. (2019), comparando a diversidade de fungos em folhas de diferentes idades e estados de decomposição em *E. microcorys* no Brasil, isolou cerca de 2558 fungos. Dessa forma, 48 táxons foram identificados e distribuídos em 14 ordens, entre elas destacam-se: Botryosphaeriales, Capnodiales, Diaporthales, Dothideales, Eurotiales, Helotiales, Hypocreales e Xylariales.

Crous et al. (2019), reportam diversas novidades taxonômicas referentes à patógenos foliares do eucalipto, analisados em diferentes países e hospedeiros. Uma nova família foi descrita, Nowamycetaceae Crous, 7 novos gêneros *Lembosiniella* Crous (*E. dunnii*, Austrália), *Neosonderhenia* Crous (*E. costata*, Austrália), *Neothyriopsis* Crous (*E. camaldulensis*, África do Sul), *Neotrichosphaeria* Crous & Carnegie (*E. deglupta*, Austrália), *Nothotrimmatostroma* Crous (*E. dalrympleana*, Austrália), *Nowamyces* Crous (*E. globulus*, Austrália), e *Walkaminomyces* Crous & Carnegie (*E. alba*, Austrália), 18 novas espécies, além de novas combinações e epitificações.

2.8 IMPORTÂNCIA DOS FUNGOS SAPRÓBIOS

A decomposição da serapilheira envolve condições climáticas, qualidade do folheto e a presença de organismos decompositores (bactérias, fungos e invertebrados). A serapilheira é composta por folhas, galhos, madeira, flores, frutos, sementes, animais mortos, restos de animais (penas, unhas, etc...) e excrementos, ou seja, tudo que é “descartado pelo ambiente”. Estima-se que 10% da produção primária da floresta seja utilizada pelos herbívoros, e 90% torna-se parte da ciclagem de nutrientes (COUTEAUX et al., 1995; GRAÇA et al., 2005).

Os fungos sapróbios são a chave para a ciclagem de nutrientes, que por meio das hifas, são capazes de colonizar diferentes substratos. No substrato, secretam enzimas, como celulasas, glucosidases, hemicelulasas, que degradam folhas, galhos e raízes, mantendo níveis elevados de decomposição e adquirindo suas fontes de carbono e nitrogênio (CHAPIN et al., 2011; TALBOT et al., 2013, LODGE et al., 2014). A decomposição da serapilheira resulta na degradação da matéria orgânica, mantendo a fertilidade e produtividade do ecossistema (MASON, 1980).

As espécies de fungos sapróbios são correspondentes em sua maioria aos filos Ascomycota, Basidiomycota e alguns "Zygomycota" lato sensu. A composição da comunidade sapróbia varia de acordo com a capacidade do fungo de degradar os compostos presentes no substrato, como lignina e celulose. Os ascomicetos são frequentemente observados nos estágios iniciais de decomposição, quando a disponibilidade de celulose é maior, sendo gradualmente substituídos pelos fungos basidiomicetos, que são capazes de degradar a lignina e outros componentes (OSONO, 2007; VOŘÍŠKOVÁ & BALDRIAN, 2013). Os ascomicetos e basidiomicetos colonizam o substrato com o micélio, e podem reproduzir-se por conídios na reprodução assexuada, além de produzir ascomas e basidiomas na reprodução sexuada (LODGE et al., 2014). Os zigomicetos são frequentemente encontrados em excrementos (STEPHENSON et al., 2010).

O folheto fornece um habitat ideal e abriga uma expressiva diversidade de espécies (COSTA, 2014). Os ascomicetos são tradicionalmente reconhecidos como decompositores no ambiente terrestre, onde são mais facilmente encontrados pelos micologistas, entretanto, estes fungos também apresentam importante papel na decomposição de substratos submersos em água doce (GADD, 2017). De acordo com Jones et al. (2015), cerca de 805 táxons, distribuídos em 352 gêneros de ascomicetos já foram registrados ocorrendo no ambiente marinho, onde realizam o processo de decomposição dos substratos aquáticos, demonstrando a importância desses organismos nos ecossistemas.

As mudanças causadas pela ação antropogênica, podem alterar a constituição da comunidade de fungos presente nestes ambientes. Mueller et al. (2016) afirmam que a comunidade fúngica

responde diretamente a mudanças no folheto, observando a emergência de táxons generalistas de acordo com a perturbação aplicada. Segundo Castillo et al. (2018), os distúrbios nos ecossistemas podem alterar a composição da comunidade de fungos, impactando diretamente no armazenamento de carbono e na ciclagem de nutrientes à longo prazo. Assim, é de extrema importância incluir os fungos em planos de conservação, pois são organismos que desempenham funções ecossistêmicas essenciais.

3 MÉTODO

3.1 ÁREA DE COLETA

A Floresta Estadual Edmundo Navarro de Andrade (FEENA) foi transformada em unidade de conservação de uso sustentável em 2002, abrangendo 2.230,53 hectares, onde abriga cerca de 60 espécies de eucaliptos, que variam de 2 à 100 anos de idade, destacando-se espécies mais abundantes, tais como: *Eucalyptus grandis*, *E. saligna*, *E. microcorys*, *E. paniculata*, *E. tereticornis*. O local é aberto para a visitação, possuindo trilhas que passam entre os eucaliptos da unidade (FOELKEL, 2009; SÃO PAULO, 2015).

3.2 COLETA DAS AMOSTRAS

Foram realizadas duas expedições de coleta na FEENA (Figura 1), em 04/08/2019 e 27/12/2019, respectivamente, onde foram coletadas amostras de serapilheira em decomposição no ambiente terrestre, como folhas, galhos, gravetos, frutos e cascas. As espécies de eucalipto estudadas foram *Eucalyptus grandis*, *E. microcorys*, *E. paniculata*, *E. punctata*, *E. resinifera*, *E. urophylla*. As coletas foram realizadas na área da coleção de talhões, onde ainda é possível identificar as espécies e seus respectivos talhões, e com o auxílio do guia ilustrado “Eucaliptos da Floresta Estadual Edmundo Navarro de Andrade – Coleção de Talhões”, presente no acervo da FEENA, foi possível identificar as espécies a partir de suas características morfológicas. Em cada expedição foram coletadas as amostras em seis pontos georreferenciados com GPS (Ponto 1 “*E. urophylla*”: 22°24'34" S 047°31'30,2" W; Ponto 2 “*E. paniculata*”: 22°24'38,4" S 47°31'29,3" W; Ponto 3 “*E. microcorys*”: 22°24'34,6" S 47°31'31,5" W; Ponto 4 “*E. punctata*”: 22°24'34,2" S 47°31' 32,0" W; Ponto 5 “*E. resinifera*”: 22°24'36,2" S 47°31' 30" W; Ponto 6 “*E. grandis*”: 22°24'51,9" S 47° 31'02,8" W. As amostras foram colocadas em sacos de papel (Kraft) sendo constituídas de no mínimo, 10 folhas, 10 galhos, 10 cascas, 10 gravetos e frutos quando disponíveis, em cada ponto por espécie. A coleta dos galhos e gravetos foi realizada observando a condição “soft” do material, que se refere ao estado elevado de decomposição, que os torna quebradiços.

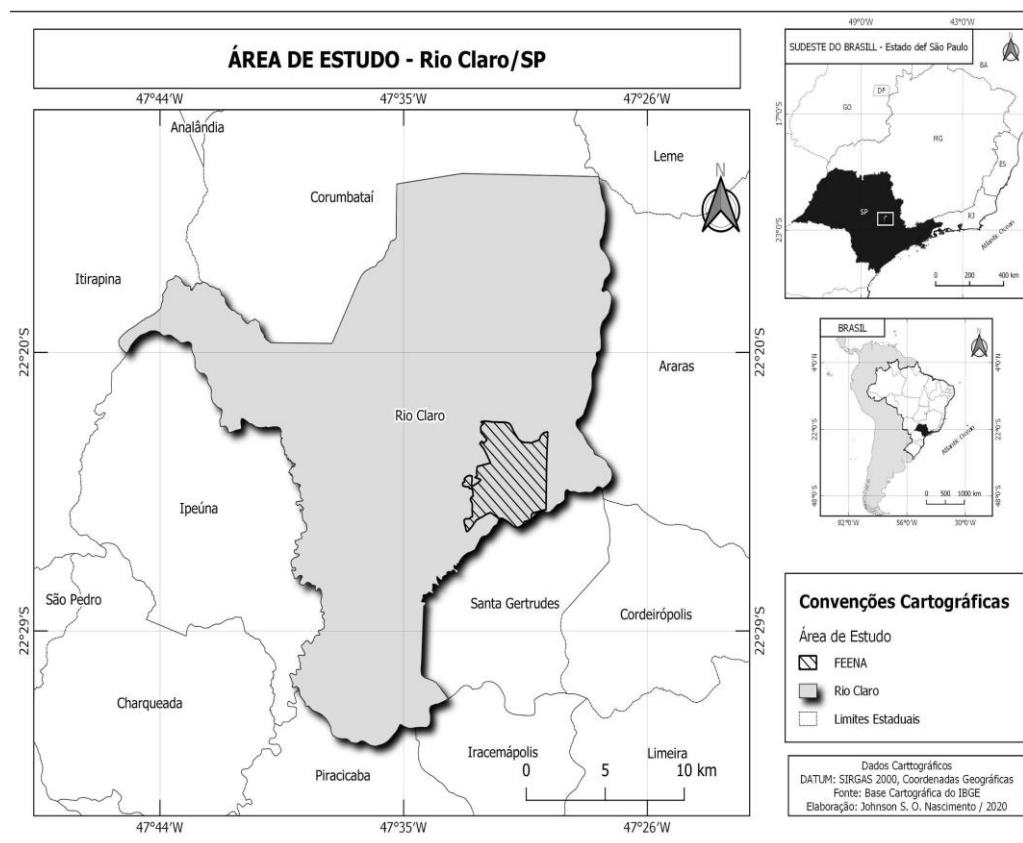


Figura 1: Localização geográfica da FEENA, Rio Claro, São Paulo.

3.3 PROCESSAMENTO

As amostras coletadas foram encaminhadas para o Laboratório de Micologia (LAMIC), da Universidade Estadual de Feira de Santana (UEFS) e processadas segundo a metodologia de Castañeda-Ruiz et al. (2016), consistindo na lavagem sucessiva das amostras em água corrente por aproximadamente 20-45 minutos para eliminação de partículas superficiais. Posteriormente, as amostras foram secas em papel filtro e montadas câmaras-úmidas, constituídas de placas de Petri (15 cm diam.), com papel filtro e umedecidas com água destilada e esterilizada. Após a confecção das câmaras-úmidas, estas foram acondicionadas em uma caixa de isopor de 60 L, revestida com papel toalha umedecido e mantidas em temperatura ambiente. Foram realizadas observações periódicas para manutenção da umidade durante todo o período de incubação.

3.3.1 Coleta dos microfungos e confecção de lâminas

Após 72 horas de incubação, o material foi observado diariamente sob estereomicroscópio por 30 dias e revisado semanalmente. Com o auxílio de uma agulha de insulina, foram retirados os microfungos e utilizados para montagem de lâminas semi-permanentes (ácido láctico ou lactofenol) e/ou permanentes (álcool polivinílico e lactofenol - resina PVL). Os microfungos foram identificados ao nível específico, utilizando-se de caracteres morfológicos e ontogenéticos para comparação entre as espécies já descritas na literatura. As medições foram realizadas com o auxílio

de retículo com escala graduada acoplado à ocular do microscópio Olympus BX-51, equipado com contraste de interferência, contraste de fase, sistema de imagem digital, e câmbio de aumento de até 2000 vezes. As lâminas foram depositadas no Herbário HUEFS.

3.3.2 Isolamento em cultura pura

Utilizando-se de uma agulha de insulina, devidamente flambada com o auxílio de lamparina, foram retiradas estruturas fúngicas para o isolamento em cultura pura. Foram utilizados para o isolamento os meios AA (ágar-água), CMA (cenoura-milho-ágar), em ocasiões de baixo crescimento e esporulação, foram utilizados os meios BDA (batata-dextrose-ágar) ou Ágar Malte a 1%. As culturas puras foram depositadas na Coleção de Cultura de Microrganismos do Estado da Bahia CCMB, da UEFS.

4 RESULTADOS E DISCUSSÃO

Nas amostras de serapilheira analisadas foram encontradas doze espécies de microfungos em *Eucalyptus grandis*, seis em *E. microcorys*, oito em *E. paniculata*, treze em *E. punctata*, quinze em *E. resinifera* e quatorze em *E. urophylla*. Totalizando 34 espécies identificadas, distribuídas em 31 gêneros. Foi possível realizar o isolamento em cultura de 12 espécies, representando 35% dos microfungos identificados. Adicionalmente, foi encontrada uma espécie nova do gênero *Kylindria*. Alguns táxons descritos há 45 anos, como *Dictyochaeta eucalypti*, *Polyscytalum truncatum*, *Satchmopsis brasiliensis*, *Umbellidion radulans* foram recoletados em eucalipto na FEENA. *P. truncatum* e *U. radulans* foram isolados e constituem as únicas culturas puras “*in vitro*” preservadas no mundo, coletadas em *Eucalyptus* no Brasil. Três espécies foram identificadas como novos registros, sendo uma para o Brasil: *Pseudosubramaniomyces fusisaprophyticus* e duas para a América do Sul: *Dictyosporium tetrasporum* e *Spadicoides obclavata*.

4.1 MICROFUNGOS DO *EUCALYPTUS* DO BRASIL: uma nova espécie de *Kylindria*

***Kylindria* sp. nov. G.G. Barreto & Gusmão, sp. nov. FIG.2**

Colônias no substrato natural efusas. Micélio superficial e imerso, composto por hifas septadas e lisas, subhialinas, 4 – 6 µm de largura. Conidióforos macronematosos, monematosos, maioria solitário ou em pequenos grupos, não ramificado, ereto, reto ou pouco flexuoso, 7 –15-septado, liso, célula basal lobada ou inflada 11 – 21 µm largura, castanho escuro, tornando-se castanho claro no ápice, 255 – 355 × 5 – 7.5 µm, com massas brancas de conídios no ápice. Células conidiogênicas monofialídicas, ampuliformes, terminais, integradas, lisas, com extensões percurrentes, 37.5 – 61 µm de comprimento, até 6 µm na base, mais larga na região mediana 5.0 – 8.5 µm, tornando-se estreita no ápice 2.5 µm, com um colarete inconspícuo. Conídio solitário, cilíndrico, obtuso em ambas as extremidades, 3-septado, liso, gutulado, mucilaginoso, hialino, 18 –

24 × 4 – 6 µm, com uma cicatriz achatada, lateral, basal 1.0 – 1.5 µm de comprimento. O espécime foi isolado em cultura pura.

Holótipo: Brasil, São Paulo: Rio Claro, Floresta Estadual Edmundo Navarro de Andrade (FEENA), em cascas em decomposição de *Eucalyptus grandis*; 27/XII/2019, col. Barreto G.G. (HUEFS 255191, holótipo). 22°24'34" S 047°31'30,2" W.

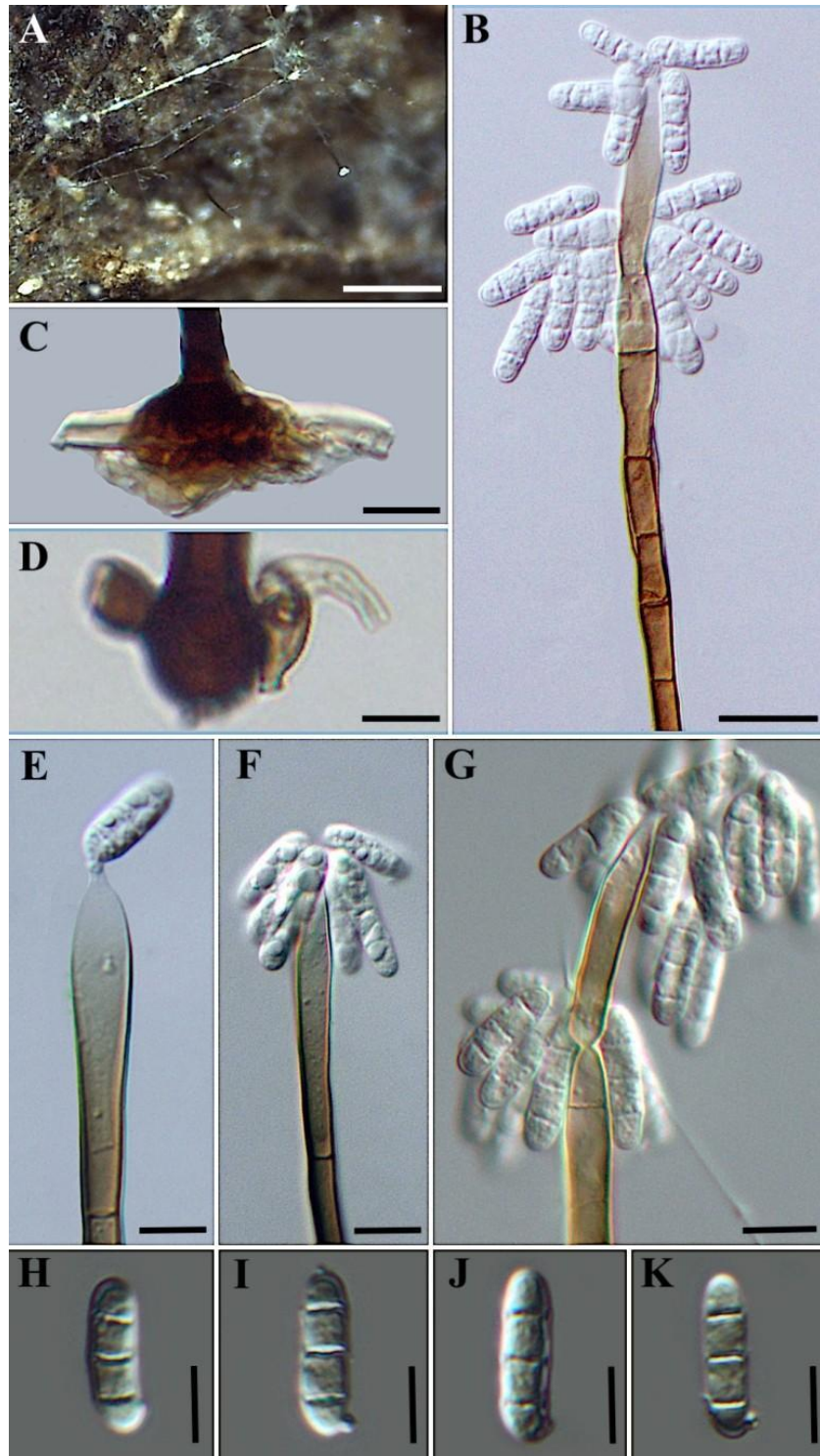


Figura 2. *Kylindria* sp. nov. (HUEFS 255191, holótipo). A. Colônias em substrato natural. B. Conidióforo e conídio. C – D. conidióforo com células basais infladas ou lobadas. E. Detalhe da célula conidiogênica com o conídio jovem. F. Conídios agrupados na célula conidiogênica. G. Extensão percurrente da célula conidiogênica e agrupada em massas de conídios mucilaginosas. H – K. Conídio com uma cicatriz lateral excêntrica na célula basal. Escalas: A = 0.5 mm. B – G = 20 μ m. H – K = 10 μ m.

Chave para as espécies do gênero *Kylindria*

1. Conídio asseptado, cilíndrico a cimbiforme ou elipsoide ou ovoide.....2
- 1'. Conídio septado.....4
2. Conídio cilíndrico a cimbiforme, $12.5 - 16.5 \times 4.5 - 5.5 \mu\text{m}$ *K. keitae*
- 2'. Conídio cilíndrico a elipsoide ou ovoid..... 3
3. Conídio cilíndrico a elipsoide, $17.5 - 23 \times 6 - 7.5 \mu\text{m}$*K. embeliae*
- 3'. Conídio cilíndrico a ovoide, $7 - 15 \times 5 - 7 \mu\text{m}$*K. obesispora*
4. Conídio 1- septado, subclavado, marrom claro, $14 - 17 \times 4 - 6 \mu\text{m}$*K. trichothecioidea*
- 4'. Conídio multiseptado.....5
5. Conídio 2- septado.....6
- 5'. Conídio com mais de 3- septos.....7
6. Conídio 2- septado, cilíndrico, alongado, $17-23 \times 5-7 \mu\text{m}$*K. chinensis*
- 6'. Conídio 0-2 septado, oblongo, $6-7 \times 2-3 \mu\text{m}$*K. oblongispora*
7. Conídio com cicatriz excêntrica achatada e lateral.....8
- 7'. Conídio sem cicatriz excêntrica achatada e lateral.....10
8. Conídio com cicatriz lateral na célula basal.....9
- 8'. Conídio com cicatriz lateral na célula central, $19.5-24 \times 6.5-9 \mu\text{m}$*K. millettiae*
9. Conídio cilíndrico, $27.5-35 \times 7.5-8.5 \mu\text{m}$*K. excentrica*
- 9'. Conídio cilíndrico, $18-24 \times 4-6 \mu\text{m}$*Kylindria* sp. nov.
10. Conídio cilíndrico, mais de 3-septos, $35-49 \times 5-6.5 \mu\text{m}$*K. pluriseptata*
- 10'. Conídio cilíndrico ou oblongo.....11
11. Conídio cilíndrico, constrito no septo, $12.5-23 \times 4-7.5 \mu\text{m}$*K. peruamazonensis*
- 11'. Conídio não constrito no septo.....12
12. Conídio cilíndrico, truncado na base, $18-26 \times 5-8 \mu\text{m}$*K. triseptata*
- 12'. Conídio oblongo, $20-24 \times 9-11 \mu\text{m}$*K. aquatica*

Espécies excluídas de *Kylindria*

Kylindria conglutinata Matsush., **Matsushima Mycological Memoirs**, v.7, p. 56, 1993.

Este espécime difere da descrição genérica de *Kylindria*, com seus conidióforos verrucosos na base, frequentemente apresentando 1–3 extensões simpodiais e conídios semilunares. Essas características não se enquadram no gênero *Kylindria* e, portanto, deve ser excluída do gênero. Infelizmente, a descrição do artigo não fornece informações suficientes para realizar uma delimitação genérica adequada.

Kylindria sp. nov. é caracterizada por conidióforos com células basais infladas ou lobadas, células conidiogênicas com extensões percorrentes, conídios cilíndricos que têm 3-septados e são hialinos e obtusos em ambas as extremidades, com uma cicatriz plana lateral excêntrica nas células basais. *Kylindria* sp. nov. tem células conidiogênicas estreitas (5–8.5 µm de largura) e os conídios são menores 18–24 × 4–6 µm do que *K. triseptata* (Matsush.) DiCosmo et al., (espécie tipo) que também possui conídios 3 septados e cilíndricos com uma cicatriz basal lateral. A última característica é rara e não típica para *K. triseptata* (BHAT & SUTTON, 1985). *K. excentrica* Bhat & B. Sutton é a espécie mais próxima de *Kylindria* sp. nov., mas difere acentuadamente no conidióforo (sem células basais lobadas ou infladas), células conidiogênicas maiores (até 12.5 µm na região mediana) e conídios maiores (27.5–35 × 7.5–8.5 µm) em comparação com *Kylindria* sp. nov. Ambos *K. aquatica* Maharachch. et al., e *K. peruamazonensis* Matsush. têm conídios 3 septados, mas são de forma oblonga; *K. millettiae* Y.D. Zhang & X.G. Zhang também tem conídios 3-septados, mas uma cicatriz achatada excêntrica lateral no meio dos conídios. As espécies de *Kylindria* podem ser facilmente diferenciadas pela morfologia dos conídios (Figura 3).

Existem 13 espécies documentadas pertencentes ao gênero *Kylindria*. É um gênero relativamente bem distribuído em todo o mundo e cresce em uma ampla variedade de substratos em habitats terrestres e aquáticos (Tabela 1). No Brasil, duas espécies previamente registradas, *K. pluriseptata* e *K. triseptata*, foram encontradas crescendo em folhas mortas de *Clusia melchiorii* e em restos de plantas, respectivamente (MARQUES et al., 2007; MARQUES & GUSMÃO, 2015).

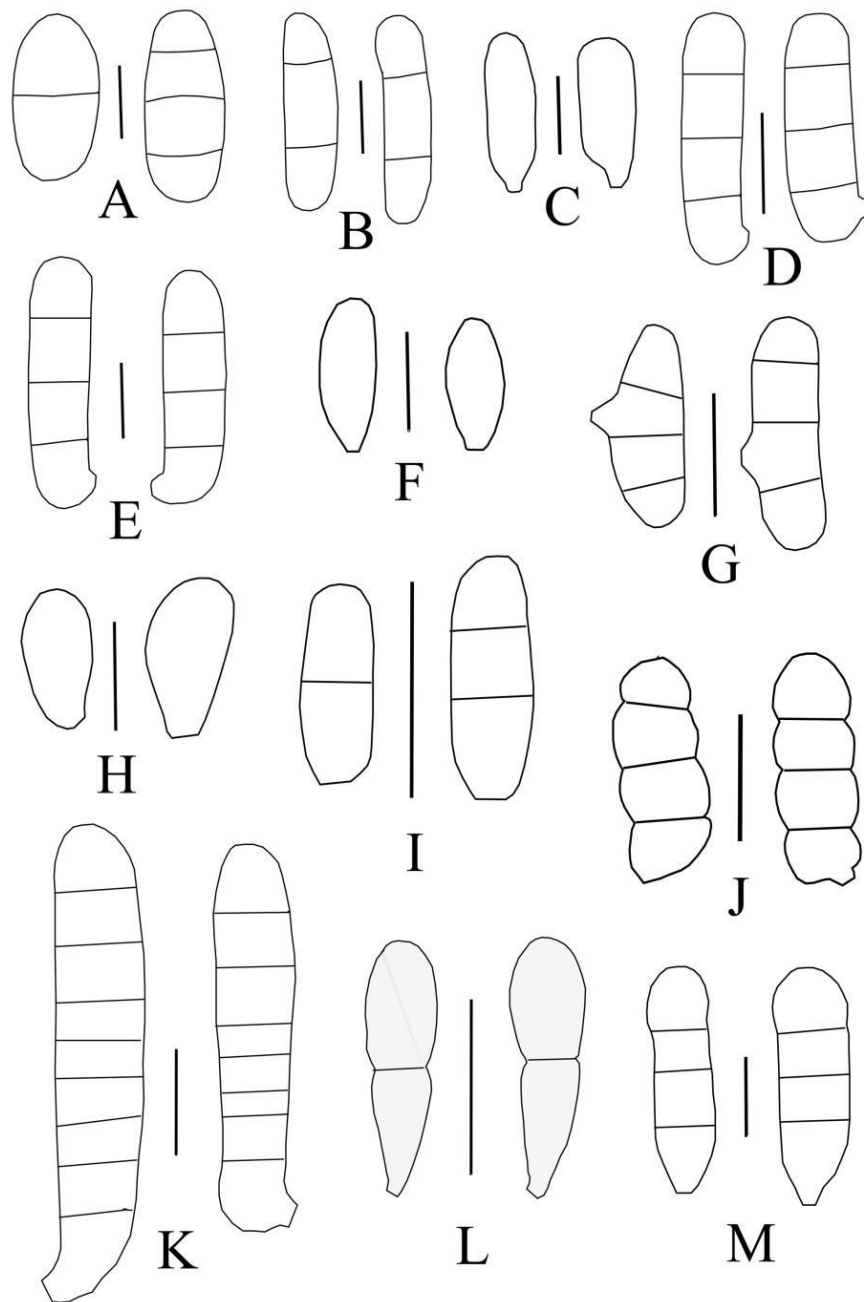


Figura 3. Conídios das espécies aceites de *Kylindria*. A, *K. aquatica* Z.L. Luo, Maharachch. & Cheew. B, *K. chinensis* Maharachch., H.Y. Su & Cheew. C, *K. embeliae* Y.D. Zhang & X.G. Zhang. D, *K. excentrica* Bhat & B. Sutton. E, *Kylindria* sp. nov. F, *K. keitai* Rambelli & Onofri. G, *K. millettiae* Y.D. Zhang & X.G. Zhang. H, *K. obesipora* R.F. Castañeda. I, *K. oblongispora* (Morgan-Jones) DiCosmo, S.M. Berch & W.B. Kendr. J, *K. peruamazonensis* Matsush. K, *K. pluriseptata* R.F. Castañeda. L, *K. trichothecioidea* W.B. Kendr. & R.F. Castañeda. M, *K. triseptata* (Matsush.) DiCosmo, S.M. Berch & W.B. Kendr. Escalas = 10 µm.

A maioria das espécies de *Kylindria* (85%) está restrita apenas à localidade tipo, exceto para *K. pluriseptata* e *K. triseptata* (Tabela 1). A distribuição dos fungos pode ser influenciada por vários fatores ambientais, incluindo o clima e a incapacidade de se associar às espécies hospedeiras, o que pode restringir a taxa de disseminação dos fungos (WOLFE & PRINGLE, 2012; VĚTROVSKÝ et al., 2019). Além disso, quase todas as espécies de *Kylindria* possuem conídios agregados em cabeças mucilaginosas viscosas que podem dificultar a dispersão em longas distâncias.

Tabela 1. Ocorrência das espécies aceitas de *Kylindria* nos substratos, habitats e países.

Espécies	Substratos	Habitats	Países	Referências
<i>K. aquatica</i>	Madeira submersa	Aquático	China	Maharachchikumbura et al. (2018)
<i>K. chinensis</i>	Madeira submersa	Aquático	China	Maharachchikumbura et al. (2018)
<i>K. embeliae</i>	Galhos em decomposição de <i>Embelia rudis</i>	Terrestre	China	Zhang et al. (2010)
<i>K. excentrica</i>	Galhos em decomposição	Terrestre	Etiópia	Bhat & Sutton (1985)
<i>Kylindria</i> sp. nov.	Galhos em decomposição de <i>Eucalyptus grandis</i>	Terrestre	Brasil	Este trabalho
<i>K. keitae</i>	Folhas em decomposição	Terrestre	Costa do Marfim	Rambelli & Onofri (1987)
<i>K. millettiae</i>	Galhos em decomposição de <i>Millettia championii</i>	Terrestre	China	Zhang et al. (2010)
<i>K. obesispora</i>	Hastes em decomposição de <i>Gramineae</i>	Terrestre	Cuba	Castañeda (1988)
<i>K. oblongispora</i>	Madeira em decomposição	Terrestre	USA	Morgan Jones (1977), DiCosmo et al. (1983)
<i>K. peruamazonensis</i>	Pecíolo em decomposição de <i>Arecaceae</i>	Terrestre	Peru	Matsushima (1993)
<i>K. pluriseptata</i>	Folhas em decomposição de <i>Sapium</i> sp. e <i>Clusia melchiorri</i>	Terrestre	Brasil, Cuba	Marques et al. (2007), Castañeda (1987)
<i>K. trichothecioidea</i>	Folhas em decomposição de <i>Quercus oleoides</i>	Terrestre	Cuba	Castañeda & Kendrick (1990)
<i>K. triseptata</i>	Cascas em decomposição de	Terrestre	Brasil,	Marques & Gusmão

uma planta não identificada e	China,	(2015), Zhuang
<i>Calophyllum</i>	Cuba,	(2001), Delgado-Rodriguez &
<i>antillanum</i>	Japão	Mena-Portales (2004), Matsushima (1975)

Neste estudo, *Kylindria* sp. nov. foi coletada em uma área de conservação que abriga dezenas de espécies de eucalipto. Várias novas espécies e gêneros de microfungos foram descritos no passado nesta área (SUTTON, 1975; SUTTON & HODGES, 1975a; b; 1976a; b; 1977; 1978). Ainda hoje, é possível encontrar novas espécies de fungos, uma vez que uma grande parte das espécies permanece desconhecida e não descrita. Portanto, é importante conservar áreas que são fontes potenciais de micodiversidade, e determinar se são raras ou ameaçadas de extinção, desse modo, incluindo fungos em planos de conservação (BLACKWELL & VEGA, 2018).

4.2 FUNGOS RAROS, RECOLETADOS NO LOCAL/HOSPEDEIRO TIPO E DEMAIS ESPÉCIES ENCONTRADAS

Durante os anos 70, em um projeto da FAO, os pesquisadores Brian C. Sutton do Commonwealth Mycological Institute, Inglaterra e Charles S. Hodges Jr. US. Forest Service, EUA, desenvolveram um notório estudo (SUTTON & HODGES, 1975a; b; 1976a; b; 1977; 1978) com microfungos, analisando a serapilheira de diversas espécies de eucalipto, em diferentes estados e regiões do país. Este estudo representa uma das primeiras contribuições para os microfungos do eucalipto no Brasil e do mundo. Hodges Jr. percorreu o país de norte a sul, visitando áreas com plantações de eucalipto, como o FEENA em Rio Claro, coletando amostras da serapilheira do eucalipto, e em parceria com B.C. Sutton, realizaram um importante inventário de microfungos, tendo como resultado 19 novas espécies propostas nesse período, bem como novos gêneros.

Entre esses novos gêneros estão os ascomicetos *Pappimyces* B. Sutton & Hodges, *Umbellidion* B. Sutton & Hodges, e *Satchmopsis* B. Sutton & Hodges (SUTTON, 1975, SUTTON & HODGES, 1975b). Ainda hoje, 46 anos depois, ainda foi possível encontrar alguns desses fungos na FEENA, como *Dictyochaeta eucalypti*, *Polyscytalum truncatum*, *Satchmopsis brasiliensis* e *Umbellidion radulans*. Em relação aos substratos onde estes fungos foram encontrados, a ocorrência dos microfungos nos hospedeiros é apresentada na tabela 2. Foram coletadas 11 espécies em cascas, 26 em folhas, 1 em galhos, e 1 em frutos.

Dictyochaeta eucalypti teve seu primeiro registro na FEENA (SUTTON & HODGES, 1975a) ocorrendo em *E. paniculata*. Foi recoletado neste trabalho ocorrendo em, *E. microcorys*, *E.*

resinifera (Tabela 2). Silva (2017), relata *D. eucalypti* ocorrendo no semiárido brasileiro, em folhas de *Calophyllum brasiliense* Cambess, na Chapada Diamantina, Bahia, Brasil.

Já *P. truncatum* foi descrito em *E. paniculata*, recoletado neste trabalho em folhas de *E. punctata*. Esta espécie é comum ao eucalipto, sendo também descrita por Dorai & Vittal (1987) em diversas espécies de eucalipto. Crous et al. (2018), descrevem novas espécies de *Polyscytalum*, como *P. chilense* encontrada em *E. urophylla*, além de novas combinações para o gênero.

O microfungo cupulado *S. brasiliensis* é um gênero sapróbio comum do eucalipto, foi descrito originalmente em *E. paniculata* e em *E. grandis* (SUTTON, 1975), sendo coletado em todas as espécies analisadas neste trabalho, desde folhas, galhos, cascas e frutos em decomposição. Lacerda et al. (2018), analisando a comunidade fúngica endofítica de *E. microcorys*, coletados na FEENA, registra *S. brasiliensis* ocorrendo como endofítico em folhas deste hospedeiro, isolado pelo método de filtração de partículas. Desse modo, pode-se inferir que *S. brasiliensis* ocorre como espécie sapróbia e endofítica do eucalipto. No Brasil, pode ser encontrado em outros hospedeiros, como: *Myrcia splendens* (SANTOS et al., 2017), *Pera glabrata* (SANTOS et al., 2017), *Caesalpinia echinata* Lam. (GRANDI & SILVA, 2006), *Clusia melchiorii* Gleason e *Clusia nemorosa* G. Mey. (BARBOSA et al., 2009).

O fungo *Umbellidion radulans* também foi uma espécie comum para o eucalipto, sendo originalmente descrito em *E. grandis*. Foi recoletado neste trabalho em todos os hospedeiros analisados, exceto *E. grandis* (tabela 2), o que demonstra ser um fungo comum da micota do eucalipto. Além do hospedeiro tipo, é encontrado também em outros hospedeiros no Brasil, como: *Clusia melchiorii* Gleason, *Clusia nemorosa* G. Mey. (BARBOSA et al., 2009), e em substrato misto (MARQUES et al., 2008; IZABEL et al., 2011; BARBOSA et al. 2013). Na literatura foram encontrados registros de *U. radulans* fora do Brasil, descrito apenas, nas Índias Ocidentais por Minter et al. (2001), no Vietnã por Mel'nik et al. (2016) e Cuba (MENA-PORTALES, 2018). Desse modo é um gênero raro, com limitada distribuição.

Neste trabalho foi possível coletar *Cryptophiale kakombensis* Piroz. e *C. udagawae* Piroz. & Ichinoe, ocorrendo em folhas de *E. grandis*, *E. paniculata*, *E. resinifera* e *E. urophylla*. Previamente, Sutton & Hodges (1976a), descrevem *Cryptophiale manifesta* B. Sutton & Hodges, ocorrendo em folhas de *E. urophylla* no Espírito Santo, Brasil. Além destas espécies, para o Brasil são registradas: *C. guadalcanalensis* Matsush., e *C. minor* M.L. Farr (MARQUES et al., 2008a).

Inesiosporium mauiense (B. Sutton & Hodges) R.F. Castañeda & W. Gams, descrito originalmente por Sutton & Hodges (1981) como *Ceratophorum mauiense* no Havaí, em *E. saligna*, foi coletado neste trabalho em cascas e folhas de *E. grandis*. O gênero *Inesiosporium* R.F.

Castañeda & W. Gams, apresenta apenas duas espécies descritas, ambas relatadas no Brasil (BARBOSA et al., 2013; SANTANA et al., 2017).

Uma espécie interessante, *Rhexoampullifera subglobosa* R.F. Castañeda, Gené & Guarro, foi coletada em cascas de *E. grandis*. Foi coletada pela primeira vez na Paraíba (CASTAÑEDA et al., 2001) em folhas em decomposição de uma planta pertencente à família Myrtaceae, na qual também inclui o gênero *Eucalyptus*. Este gênero apresenta apenas 6 espécies descritas, destas, *R. subglobosa* e *R. marquesii* (CONCEIÇÃO & GUSMÃO, 2018), foram descritas no Brasil.

Lacerda et al. (2018), analisando a comunidade de fungos endofíticos em *Eucalyptus microcorys* na FEENA, isolou mais de 700 fungos associados com substrato foliar, constituindo representantes de 59 táxons, a partir do método de filtração de partículas e plaqueamento direto, registrando duas novas ocorrências para o Brasil, *Castanediella eucalypticola* e *Neophaeomoniella eucalypti*. Crous et al., (2018) descrevem *Chaetopsina eucalypti* em folheto de *Eucalyptus* spp., e um novo gênero *Neometulocladosporiella* Crous & M.J. Wingf ocorrendo no folheto de *E. grandis*.

Em recente trabalho, Lacerda et al. (2019), comparando a diversidade de fungos em folhas de diferentes idades e estados de decomposição em *E. microcorys* no Brasil, isolou cerca de 2558 fungos. Dessa forma, 48 táxons foram identificados e distribuídos em 14 ordens, entre elas destacam-se as ordens: Botryosphaeriales, Cantharellales, Capnodiales, Diaporthales, Dothideales, Eurotiales, Helotiales, Hypocreales e Xylariales.

 & Huret*

Gonytrichum macrocladum (Sacc.)

1

Hughes

Gyrothrix circinata (Berk. & M.A. Curtis)

1

S. Hughes

Gyrothrix podosperma (Corda) Rabenh

1

Hemibeltrania saikawae R.F. Castañeda,

1

W.B. Kendr. & Guarro

Helicosporium vegetum Nees*

1

Helicoma viride (Corda) S. Hughes*

1

Inesiosporium mauicense (B. Sutton &

1 1

Hodges) R.F. Castañeda & W. Gams

Kionochaeta spissa P.M Kirk & B. Sutton*

1

1

1

1

1

Kionochaeta ramifera (Matsushima) Kirk

1

& B. Sutton

Kylindria sp. nov.*

1

Menisporopsis theobromae S. Hughes

1

1

Paliphora intermedia Alcorn

1

Parasympodiella laxa (Subram. & Vittal)

1 1

Ponnappa

Polyscytalum truncatum B. Sutton &

1

*Fungos isolados em cultura. **Casca (C), Folhas (F), Frutos (Fr) e Galhos (G).

Class Leotiomycetes

Helotiales Nannf.

Cochlearomycetaceae Crous

Satchmopsis B. Sutton & Hodges

Satchmopsis brasiliensis B. Sutton & Hodges, **Nova Hedwigia**, v. 26, n. 1, p. 3. 1975. FIG. 4

Micélio imerso, castanho escuros, ramificados, septados, 4–5 µm de largura, formando um estroma de onde se originam conidiomas cupulados, superficiais, castanho escuros, conidioma 115–235 × 100–155 µm diam. Células conidiogênicas enteroblásticas, monofialídicas, ampuliformes, colarete ausente ou indistinto restritas à base interna do conidioma, 3–7 × 2–4 µm. Conídios 12–15 × 1–1.5 µm, asseptados, subcilíndricos, retos ou pouco curvados, obtuso nas extremidades, hialinos. Secessão schizolítica. O espécime foi isolado em cultura pura.

Material examinado: BRASIL. São Paulo: Rio Claro, Floresta Estadual Edmundo Navarro de Andrade (FEENA), em cascas decomposição de *E. urophylla*; 04/VIII/2019, col. G.G. Barreto; ibid. em frutos em decomposição de *E. urophylla*; 04/VIII/2019, col. G.G. Barreto G.G. Barreto; ibid. em folhas em decomposição de *E. urophylla*; 27/XII/2019, col. L.F.P. Gusmão; ibid. em folhas em decomposição de *E. paniculata*; 27/XII/2019, col. L.F.P. Gusmão; ibid. em folhas em decomposição de *E. microcorys*; 27/XII/2019, col. L.F.P. Gusmão; ibid. em folhas em decomposição de *E. punctata*; 27/XII/2019, col. L.F.P. Gusmão; ibid. em folhas em decomposição de *E. resinifera*; 27/XII/2019, col. L.F.P. Gusmão; ibid. em galhos em decomposição de *E. paniculata*; 27/XII/2019, col. L.F.P. Gusmão;

Distribuição geográfica: Austrália (SUTTON & PASCOE, 1987), Brasil (SUTTON & HODGES, 1975; BARBOSA et al., 2009; SANTOS et al., 2017), Colômbia (CROUS et al., 2006), Cuba (CAMINO-VILARRO et al., 2019), Índia (CROUS et al. 2006), Havaí (RAABE et al., 1981), Porto Rico (SUTTON & PASCOE, 1987), Jamaica (SUTTON & PASCOE, 1987), Trinidad e Tobago (SUTTON & PASCOE, 1987), Venezuela (SUTTON & PASCOE, 1987).

Satchmopsis B. Sutton & Hodges (1975) foi descrito no Brasil, com material tipo de Minas Gerais em *E. paniculata*. *S. brasiliensis* foi encontrado com frequência nos hospedeiros examinados neste trabalho. É caracterizado principalmente pelo conidioma cupulado, apresentando a produção de conídios em seu interior, na porção basal. Incluindo *S. brasiliensis*, o gênero apresenta atualmente seis espécies descritas, *S. australiensis* B. Sutton & Pascoe, que difere por apresentar conídios menores 4–5 × 1,5 µm (SUTTON & PASCOE, 1987), *S. cubensis* R.F. Castañeda & W.B. Kendrick apresenta células conidiogênicas subcilíndricas e conídios alantóides (CASTAÑEDA &

KENDRICK, 1991), *S. metrosideri* Crous, difere por apresentar conídios maiores $16\text{--}17 \times 1\text{--}1.5$ μm e é filogeneticamente distinto da espécie tipo (CROUS et al., 2020), *S. pini* Crous difere por apresentar o conidioma centralmente ligado por um longo talo, onde se liga a um estroma castanho, característica que o distingue de todas as espécies do gênero (CROUS et al., 2020); *S. sacciformis* R.F. Castañeda, apresenta conidioma saciforme, e conídios falcados, 0-1 septados, geralmente com apêndice na base (CASTAÑEDA, 1987).

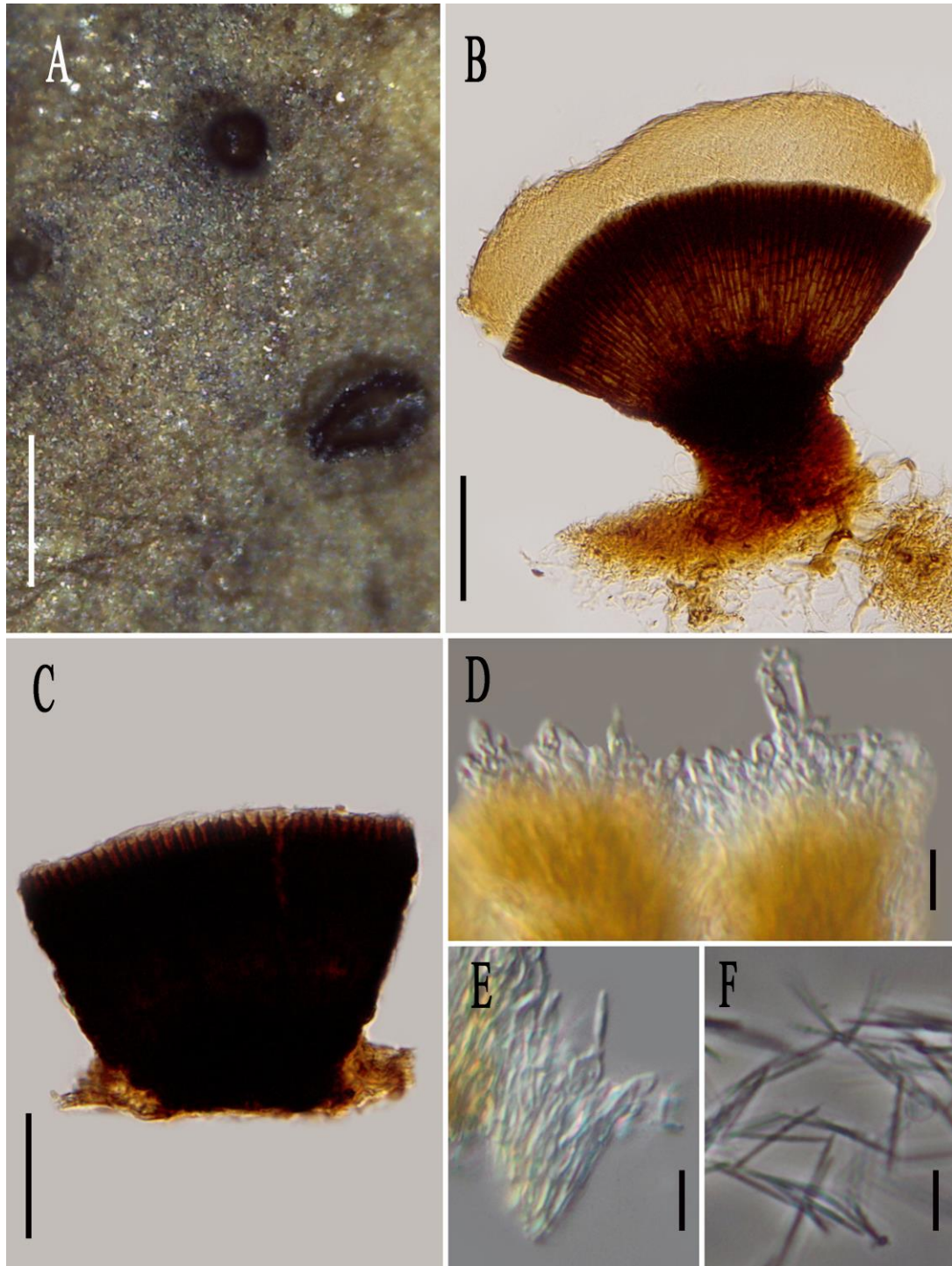


Figura 4: *Satchmopsis brasiliensis*. A. Conidioma no substrato natural. B-C. Conidioma cupulado e conídios. D-E Células conidiogênicas e conídios. F. Conídios. Escalas: A. 0,2 mm. B-C. 50 µm, D-F. 10 µm.

Chaetosphaeriales Huhndorf, A.N. Mill. & F.A. Fernández

Chaetosphaeriaceae Réblová, M.E. Barr & Samuels

Dictyochaeta Speg.

Dictyochaeta eucalypti (B. Sutton & Hodges) Whitton, McKenzie & K.D. Hyde, **Fungal Diversity**, v. 4, p. 137. 2000. FIG. 5

Bas.: *Codinaea eucalypti* B. Sutton & Hodges, **Nova Hedwigia**, v. 26, n. 2-3, p. 517, 1975.

Colônias no substrato natural efusas, castanho escuras. Micélio imerso no substrato, septados, ramificados, castanhos, 3-4 μm de largura. Conidióforos macronematosos, mononematosos, retos ou flexuosos, não ramificados, 12-19 septados, castanhos, lisos, cilíndricos, inflados na base $82.5\text{--}247.5 \times 5\text{--}7.5 \mu\text{m}$. Células conidiogênicas monofialídicas, colaretes inconspícuos, integradas, determinadas, cilíndricas, hialinas, $2\text{--}6 \times 1\text{--}3.7 \mu\text{m}$. Conídios (6-)8-12 $\times$ 1.5-1.7 μm , enteroblasticos, acropleurógenos, fusóides, 0-1 septados, hialinos, extremidades obtusas, com sétula 3.5-6.5 μm de comprimento. Secessão schizolítica. O espécime foi isolado em cultura pura.

Distribuição geográfica: Austrália (GBIF, 2021); Brasil (SUTTON & HODGES, 1975a); Madagascar (GBIF, 2021); Quênia (GBIF, 2021).

Material examinado: BRASIL. São Paulo: Rio Claro, Floresta Estadual Edmundo Navarro de Andrade (FEENA), em folhas em decomposição de *E. microcorys*; 04/VIII/2019, col. G.G. Barreto; ibid. em folhas em decomposição de *E. resinifera*; 04/VIII/2019, col. G.G. Barreto.

Dictyochaeta Speg. é um gênero pertencente à família Chaetosphaeriaceae (Mycobank, 2020), existem cerca de 120 registros associados a este fungo. Arambarri & Cabello (1989) propõem 21 espécies de *Codinaea* para *Dictyochaeta*, incluindo *C. eucalypti*, entretanto, os autores não citaram o basônimo destas espécies, contrapondo o Código Internacional de Nomenclatura Botânica, dessa forma, Whitton et al. (2000), combinam esta espécie para *D. eucalypti*. O gênero *Dictyochaeta* é caracterizado pelos conidióforos castanho claros a castanho escuros, que produzem células conidiogênicas mono ou polifialídicas, com colarete conspícuo, muitas espécies também possuem setas estéreis (WHITTON et al., 2000). *Codinaea eucalypti* foi descrita por Sutton & Hodges (1975) em folhas de *E. saligna*, *E. paniculata* e *E. citriodora*. Os conídios do espécime tipo são maiores ($11\text{--}13.5 \times 2\text{--}2.5 \mu\text{m}$) do que os observados neste trabalho, porém, pode ser considerado apenas uma variação, pois todas as características indicam similaridade com *D. eucalypti*. Cruz et al. (2008) fornece uma chave taxonômica das espécies de *Dictyochaeta* coletadas no Brasil. Das espécies 1-septadas, *D. setosa* difere de *D. eucalypti* em apresentar células conidiogênicas terminais e conídios sem sétula $22.5\text{--}31.5 \times 1.5\text{--}2.2 \mu\text{m}$; *D. novae-guineensis*

apresenta conídio 1-septado, mas difere de *D. eucalypti* por possuir setas estéreis. Cruz et al. (2008) neste trabalho descreve duas novas espécies de *Dictyochaeta* ocorrendo no semiárido brasileiro, *D. caatingae* A.C. Cruz & Gusmão, que apresenta conidióforos curtos, setas estéreis, conídios 3-septados e *D. intermedia* Gusmão & S.M. Leão, com conidióforos curtos, setas estéreis presentes, além de conídios asseptados e gutulados.

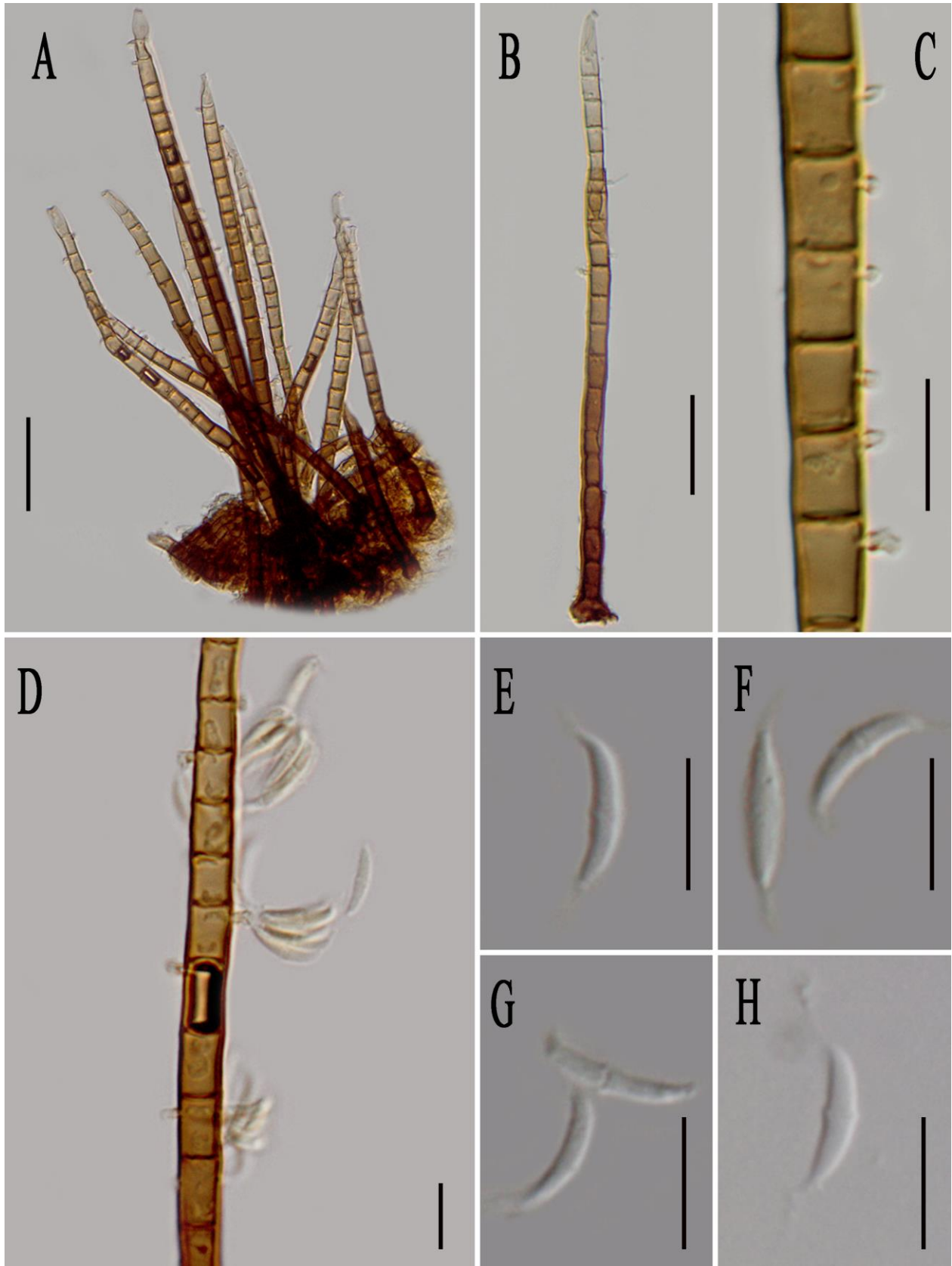


Figura 5: *Dictyochaeta eucalypti*. A. Conidióforos. B-D. Conidióforo, células conidiogênicas e conídios. E-H. Conídios. Escalas: A. 20 μm . B-H. 10 μm .

Incertae sedis

Polyscytalum Riess

Polyscytalum truncatum B. Sutton & Hodges, **Nova Hedwigia**, v. 28, n. 2-3, p. 487, 1977.

FIG. 6

Colônias no substrato natural amarelo claras, efusas. Conidióforos macronematosos, mononematosos, simples, retos, maioria flexuosos, base infladas, castanhos tornado-se castanho claros no ápice, solitários ou em grupos (1–3), lisos, 1–6 septados, $36\text{--}70 \times 2.5\text{--}3.75 \mu\text{m}$. Células conidiogênicas, poliblasticas, simpodiais, determinadas, dentículos conspícuos, castanho claras a hialinas, $12.5\text{--}35 \times 1.8\text{--}2.5 \mu\text{m}$. Conídios, holoblásticos, cadeias acropetais, lisos, cilíndricos, truncados nas extremidades, secos, 0–1 septado, hialinos, $12.5\text{--}18 \times 1.8\text{--}2.5 \mu\text{m}$. Secessão esquizolítica. O espécime foi isolado em cultura pura.

Distribuição geográfica: Brasil (SUTTON & HODGES, 1977); Escócia (KIRK & SPOONER, 1984); Inglaterra (KIRK, 1981); Havaí (RAABE et al. 1981); Índia (SUTTON & HODGES, 1977); Nova Zelândia (SUTTON & HODGES, 1977); Taiwan (SUTTON & HODGES, 1977); Reino Unido (DENNIS, 1986).

Material examinado: BRASIL. São Paulo: Rio Claro, Floresta Estadual Edmundo Navarro de Andrade (FEENA), em folhas em decomposição de *E. punctata*; 27/XII/2019, col. L.F.P. Gusmão.

Polyscytalum Riess foi proposto em 1853, com a espécie tipo *P. fecundissimum*. *P. truncatum* é caracterizado por conidióforos curtos, células conidiogênicas integradas, dentículos largos, conídios hialinos, cilíndricos e truncados em ambas as extremidades. *P. truncatum* foi descrito no Brasil sobre *E. paniculata* por Sutton & Hodges (1977). Dorai & Vittal (1987) registraram *P. truncatum* crescendo na serapilheira de diversas espécies de *Eucalyptus* spp. no sul da Índia. Segundo estes autores, o espécime Indiano apresentava ou não setas estéreis, característica não observada no material tipo brasileiro. *P. truncatum* difere da espécie tipo *P. fecundissimum* Riess, por não apresentar conidióforos frequentemente ramificados, e células conidiogênicas integradas ao conidióforo (RIESS, 1953), enquanto *P. truncatum* apresenta conidióforos simples e células conidiogênicas denticuladas. Este é o único registro do gênero para o Brasil, apresentando distribuição restrita. Neste trabalho, *P. truncatum* foi coletado, sobre folhas de *E. punctata*, sendo uma espécie sapróbia comum da serapilheira de *Eucalyptus*, podendo este material isolado em cultura, ser um candidato para epitificação da espécie.

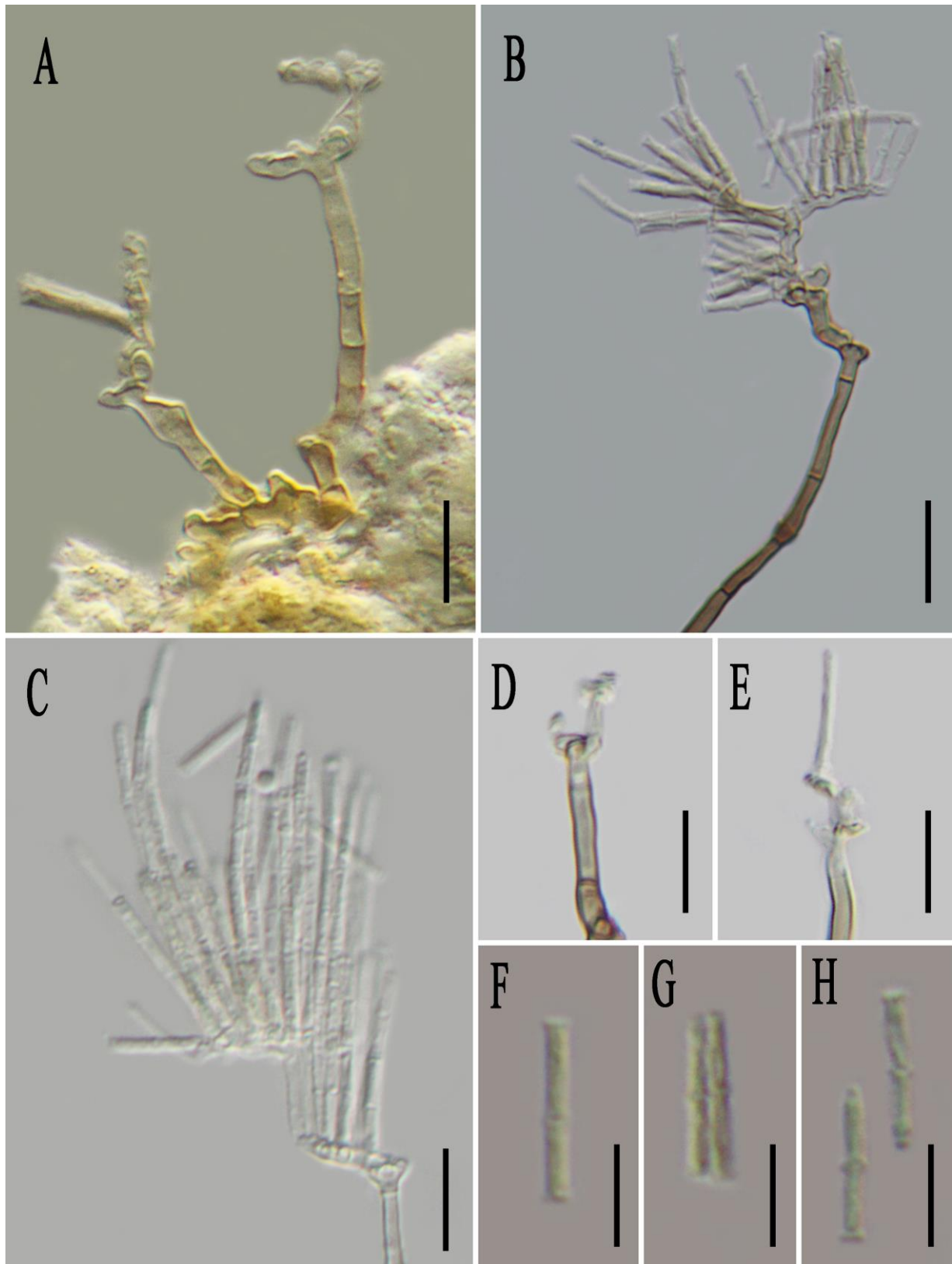


Figura 6: *Polyscytalum truncatum*. A-B. Conidióforos e células conidiogênicas. C-E. Células conidiogênicas e conídios. F-H. Conídios. Escalas: A-H. 10 µm.

Umbellidion B. Sutton & Hodges

Umbellidion radulans B.Sutton & Hodges, **Nova Hedwigia**, v. 26, n. 2-3, p. 532, 1975.

FIG.7

Colônias em substrato natural efusas. Micélio imerso, septados, castanho claros 2–3 µm de diam. Conidióforos macronematosos, mononematosos, eretos, verticilados no ápice, lisos, bases infladas, 1-4 septados, castanho escuros na base tornando-se castanho claros no ápice, 26–75 × 2.5–3.75 µm. Células conidiogênicas poliblasticas, simpodiais, denticuladas, hialinas, 7.5–12.5 × 1.0–1.5 µm. Conídios, asseptados, solitários, cilíndricos, retos ou ligeiramente curvos, secos, gutulados, hialinos, 6–8 × 0.75–1 µm. Secessão esquizolítica. O espécime foi isolado em cultura pura.

Distribuição geográfica: Brasil (SUTTON & HODGES, 1975b; MARQUES et al., 2008; BARBOSA et al., 2009; 2013; IZABEL et al., 2011); Cuba (MENA-PORTALES, 2018); Índias Ocidentais (MINTER et al. 2001), Vietnã (MEL'NIK et al. 2016).

Material examinado: BRASIL. São Paulo: Rio Claro, Floresta Estadual Edmundo Navarro de Andrade (FEENA), em folhas em decomposição de *E. urophylla*; 04/VIII/2019, col. G.G. Barreto; ibid. em folhas em decomposição *E. microcorys*; 04/VIII/2019, col. G.G. Barreto; ibid. em folhas em decomposição de *E. punctata*; 04/VIII/2019, col. G.G. Barreto; ibid. em folhas em decomposição de *E. resinifera*; 04/VIII/2019, col. G.G. Barreto; ibid. em folhas em decomposição de *E. paniculata*; 27/XII/2019, col. L.F.P. Gusmão.

Umbellidion é um gênero monotípico (SUTTON & HODGES, 1975b), descrito em *E. grandis*, em Minas Gerais, Brasil, bem como em Serra, Espírito Santo (*E. grandis*), Curua-Una, Pará e Rio Claro, São Paulo (*E. paniculata*). Este gênero é caracterizado por células conidiogênicas simpodiais denticuladas, dispostas em verticilos semelhantes a “guardas-chuva” restritas à região apical. *Idriela* P.E. Nelson & S. Wilh. é um gênero próximo que se distingue de *Umbellidion* por não apresentar células conidiogênicas verticiladas, sendo simpodiais, integradas ao conidióforo e castanho claras. *Selenosporella* G. Arnaud ex MacGarvie, se assemelha a *Umbellidion* em sua disposição das células conidiogênicas verticiladas, entretando, difere em apresentar estas células ao longo do conidióforo, e polifialídicas, enquanto as células conidiogênicas de *U. radulans* são restritas ao ápice do conidióforo. Ainda não existem trabalhos elucidando a filogenia desse gênero, permanecendo ainda Incertae sedis quanto à sua posição taxonômica no filo Ascomycota.

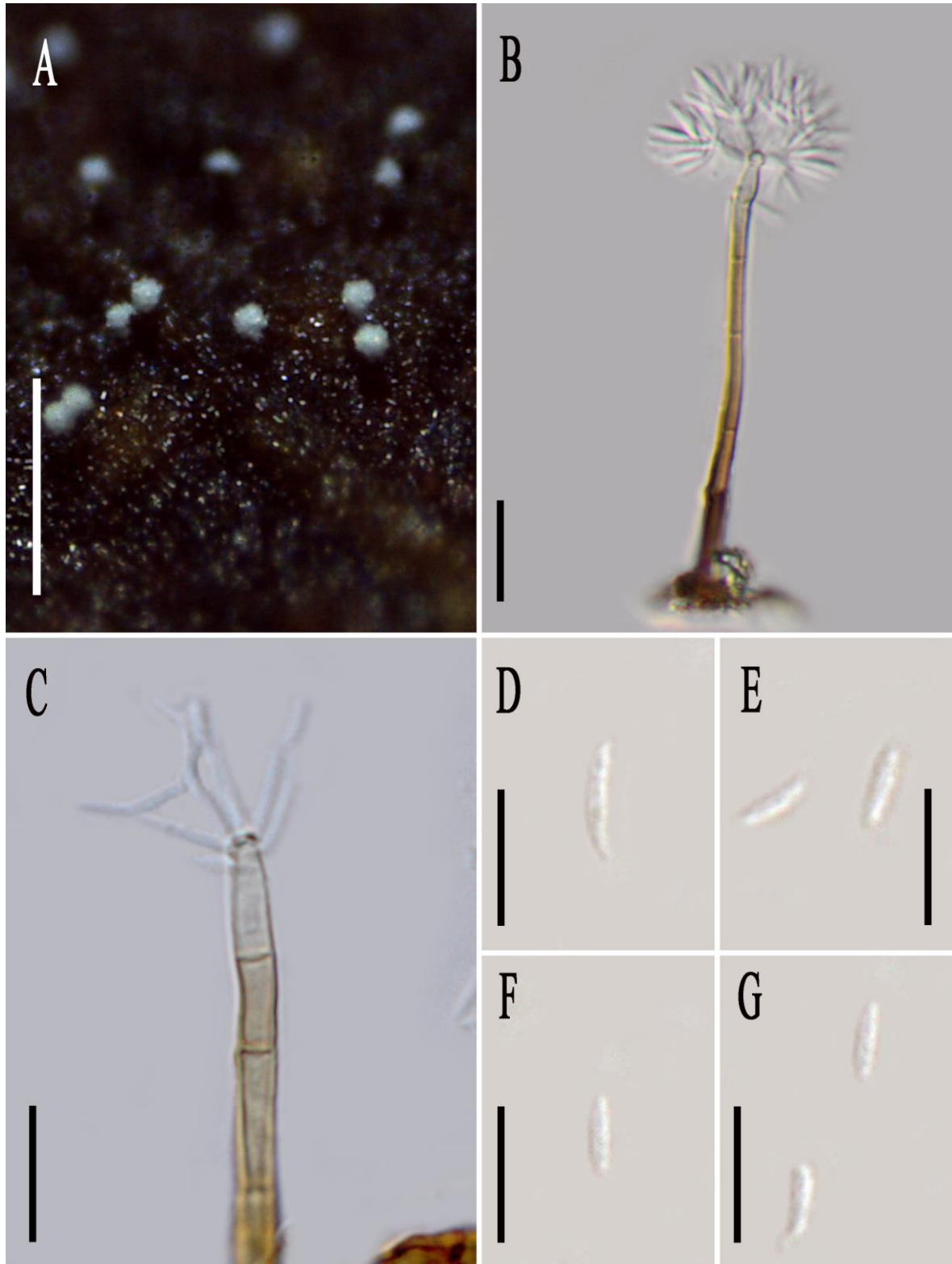


Figura 7: *Umbellidion radulans*. A. Conidióforos em substrato natural, massas brancas de conídios ao ápice. B. Conidióforo, células conidiogênicas em “umbela” e conídios. C. Conidióforo e células conidiogênicas. D-E. Conídios. Escalas: A. 0,2 mm. B-E. 10 µm.

4.3 NOVAS OCORRÊNCIAS PARA O BRASIL E AMÉRICA DO SUL

Ascomycota Caval.-Sm.**Pezizomycotina O.E. Erikss. & Winka****Dothideomycetes O.E. Erikss. & Winka**

Pleosporales Luttr. ex M.E. Barr

Dictyosporiaceae Boonmee & K.D. Hyde

***Dictyosporium* Corda**

Dictyosporium tetrasporum L. Cai & K.D. Hyde, **Mycoscience**, v. 48, n. 5, p.290, 2007.
FIG. 8

Conidiomas no substrato natural do tipo esporodóquio, colônias efusas, puntiformes, em forma de almofada, escuras, 200–350 µm de diam. Conidióforos reduzidos à células conidiogênicas. Células conidiogênicas monoblásticas, cilíndricas, determinadas, castanho claras, 3–7 µm de largura. Conídios digitados, complanados, lisos, septados, castanho claros quando imaturos, tornando-se castanho escuros quando maduros, composto por (3-) 4 fileiras de células paralelas, 5-8 células por coluna e 12–29 células por conídio, sem apêndice apical, base truncada, 30–36 × 14–21 µm. Secessão rhexolítica. Não foi possível obter o espécime em cultura pura.

Material examinado: BRASIL. São Paulo: Rio Claro, Floresta Estadual Edmundo Navarro de Andrade (FEENA), em cascas em decomposição de *E. urophylla*; 27/XII/2019, col. L.F.P. Gusmão; ibid. em cascas em decomposição de *E. grandis*, 27/XII/2019, col. L.F.P. Gusmão.

Distribuição geográfica: China, em madeira submersa. (CAI & HYDE, 2007); Japão, em galhos de uma planta não identificada (TANAKA et al. 2015).

O gênero *Dictyosporium* foi descrito por Corda (1836), com *D. elegans* sendo a espécie tipo. Atualmente existem 87 espécies registradas no Mycobank (2020). *Dictyosporium* é comum em substratos lignícolas, como galhos e troncos mortos em ambiente terrestre e ambientes aquáticos, podendo ser encontrado em ambientes marinhos como *D. pelagicum* (JONES et al., 2015; TIBPROMMA et al., 2018; DAYARATHNE et al., 2020). É caracterizado principalmente pelo conídio multiseptado, digitado, com diversas colunas de células castanhas à amarelas, muitas vezes apresentando um apêndice mucilaginoso no ápice (SILVA et al., 2015). *D. tetrasporum* é similar a *D. amoenum*, *D. nigroapice* (GOH et al., 1999), *D. schizostachyfolium* (GOH et al., 1999) e *D. tretaseriale* (GOH et al. 1999), no número de colunas (4). *D. amoenum* apresenta conídios menores e apêndices mucilaginosos no ápice (20–30 × 12–15 µm); *D. nigroapice* possui o ápice do conídio destacadamente escuro com dois apêndices mucilaginosos; *D. schizostachyfolium* possui conídios

menores ($15\text{--}17 \times 11\text{--}12 \mu\text{m}$); *D. tetraseriale* apresenta o tamanho dos conídios similares ($24\text{--}40 \times 14\text{--}20 \mu\text{m}$), mas difere por possuir dois apêndices apicais; *D. pandani* (WHITTON et al., 2012) difere por possuir de 4-5 colunas com cerca de 29–49 células por conídio. Este constitui o segundo registro da espécie fora da localidade tipo, sendo, portanto, o primeiro para o neotrópico.

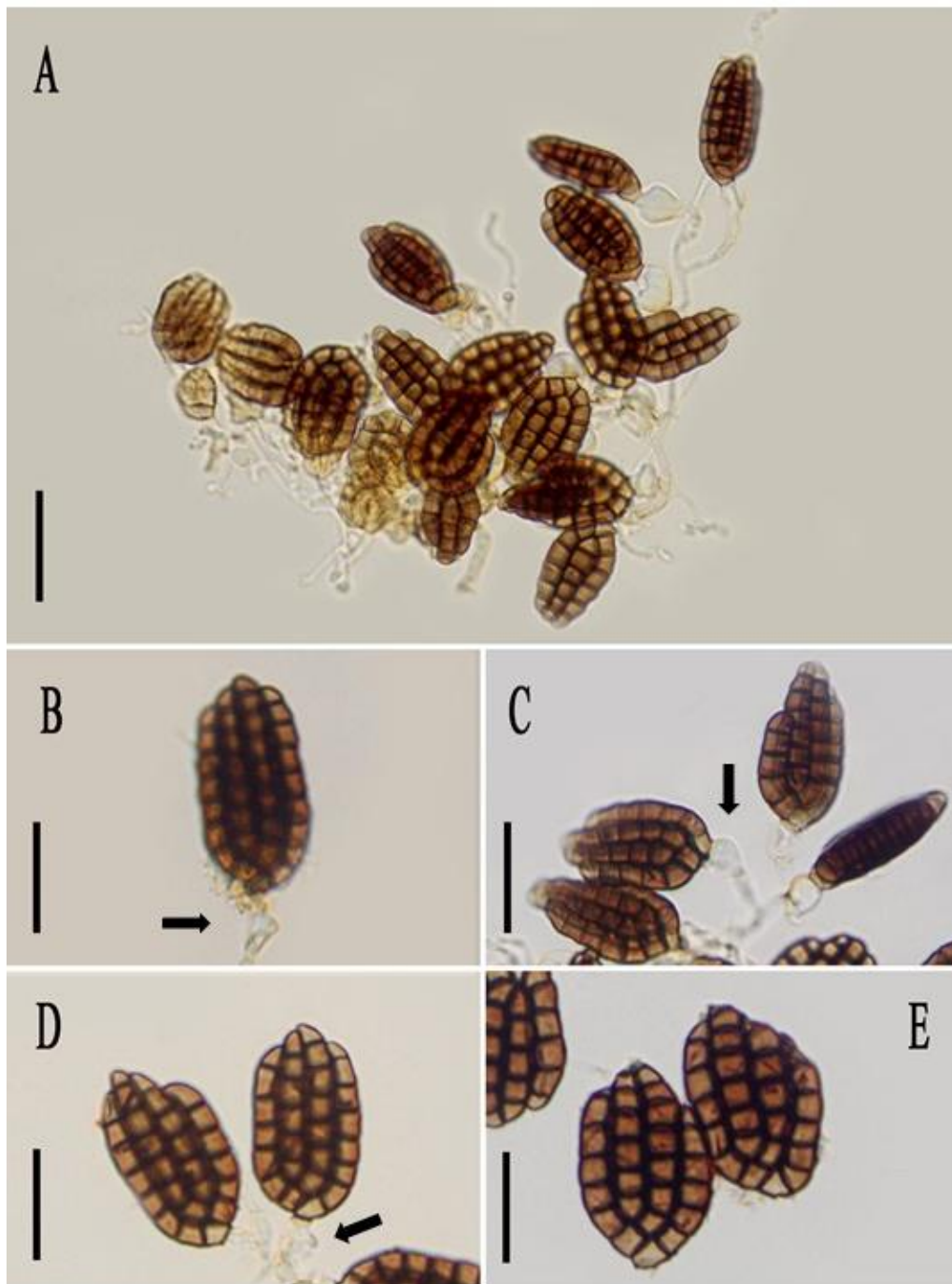


Figura 8: *Dictyosporium tetrasporum*. A. Conidioma e conídios. B-D. Células conidiogênicas e conídios. E. Conídios. Escalas = A-E: 20 μ m.

Sordariomycetes O.E. Erikss. & Winka

Xylariales Nannf.

Pseudosubramaniomyces Crous

Pseudosubramaniomyces fusisaprophyticus (Matsush.) Crous, **Persoonia**, v. 39, p. 375, 2017. FIG. 9

Bas.: *Ramularia fusisaprophytica* Matsush., **Microfungi of the Solomon Islands and Papua New Guinea** (Osaka), p. 48, 1971.

Sin.: *Subramaniomyces fusisaprophyticus* (Matsush.) P.M. Kirk, **Transactions of British mycology Society**, v. 78, p. 71, 1982.

Colônias no substrato natural, brancas, efusas. Conidióforos macronematosos, mononematosos, eretos, flexuosos, lisos, simples ou raramente ramificados, septados (2–7), castanho claros, base inflada ou lobada, formando fascículos (2–5), 12–106 × 1.2–3.7 µm. Células conidiogênicas holoblásticas, determinadas, denticuladas, simpodiais, ápice hialino 2.5–11 × 2.5–5 µm. Conídios em cadeias acrópetas (2–3), fusiformes, asseptados, levemente verrucosos, hialinos à subhialinos, 13.7–23.7 × 2.5–3.7 µm, conídio apical navicular. Secessão schizolítica. O espécime foi isolado em cultura pura.

Material examinado: BRASIL. São Paulo: Rio Claro, Floresta Estadual Edmundo Navarro de Andrade (FEENA), em folhas em decomposição de *E. resinifera*; 04/VIII/2019, col. G.G. Barreto; *ibid.* em folhas em decomposição de *E. paniculata*, 27/XII/2019, col. L.F.P. Gusmão.

Distribuição geográfica: China (LI et al., 2012), Cuba (RODRIGUEZ-RAJO et al., 2007), Etiópia (BHAT & SUTTON, 1985a), Flórida (SUTTON, 1978a), Índia (KIRK, 1982), Inglaterra (KIRK, 1982), Itália (LUNGHINI et al., 2013), Japão (KOBAYASHI, 2012), Papua Nova Guiné (MATSUSHIMA, 1971), Reino Unido (KIRK, 1983), Venezuela (CASTAÑEDA et al., 2003), Vietnã (MEL'NIK, 2011).

Pseudosubramaniomyces é um gênero proposto por Crous (2017) a partir da combinação de *Subramaniomyces fusisaprophyticus* (Matsush.) P.M. Kirk, baseado em dados filogenéticos e morfológicos. Esta espécie não apresenta células conidiogênicas laterais ao longo dos conidióforos castanho claros, características distintivas de *Subramaniomyces*. O espécime descrito por Matsushima, isolado de *Musae paradisiacae*, apresenta conidióforos mais curtos 12–28 µm, divergindo com as dimensões do espécime ora descrito acima 12–106 µm. Além de *P. fusisaprophyticus*, o gênero contém apenas uma espécie, *Pseudosubramaniomyces septatus* Torres-Garcia, Gené, Dania García, que difere da espécie tipo pela presença de conídios intercalares 0–2 septados (CROUS et al., 2020a). Este é o primeiro registro de *P. fusisaprophyticus* para o Brasil.

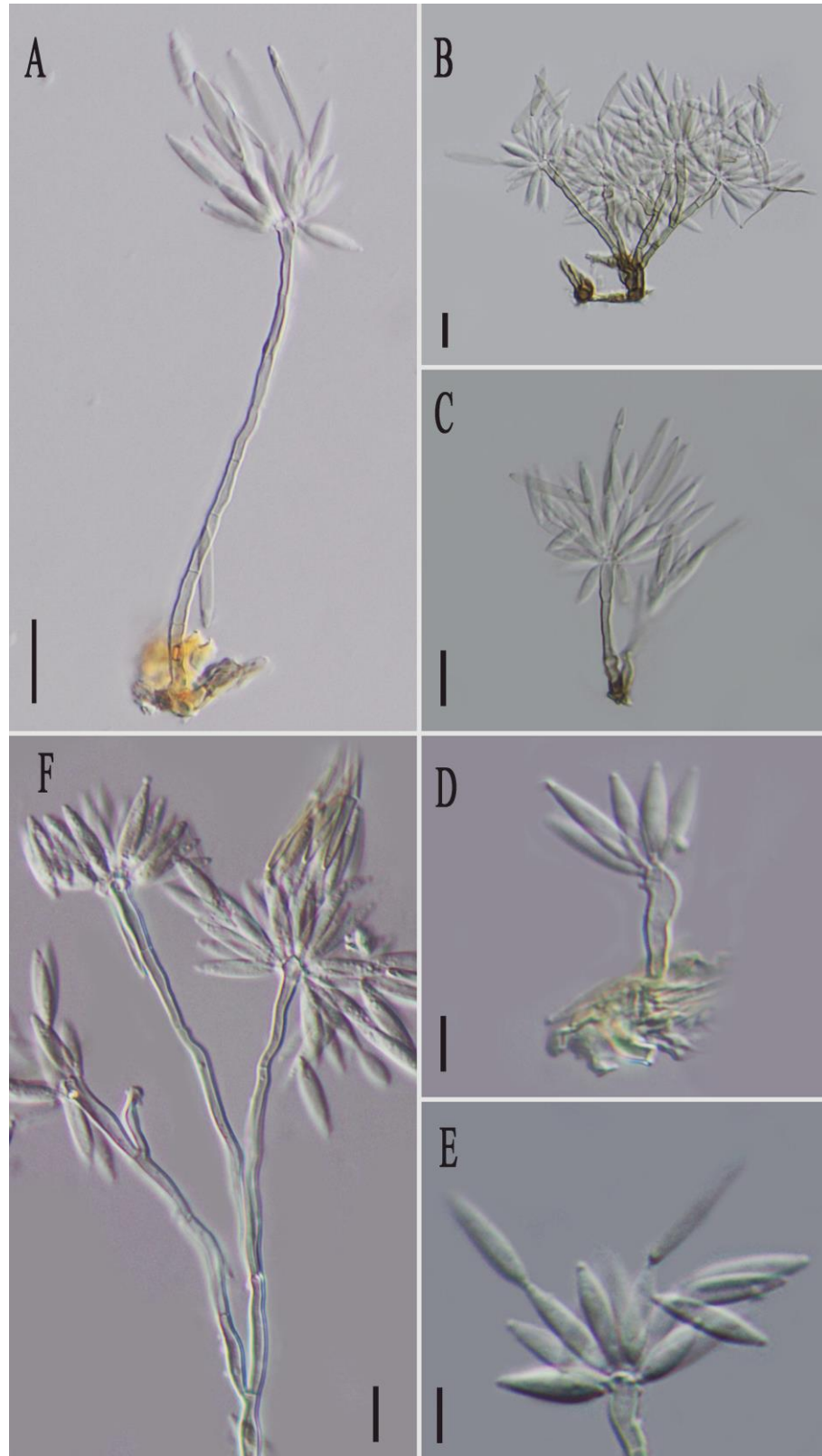


Figura 9: *Pseudosubramaniomyces fusisaprophyticus*. A-C. Conidióforos e conídios. D-E. Conídios em cadeia, célula conidiogênica denticulada. F. Conidióforo ramificado, conídios em cadeia. Escalas = A-F: 10 µm

Xenospadicoidales Hern.-Restr., J. Mena & Gené

Xenospadicoidaceae Hern.-Restr., J. Mena & Gené

Spadicoides S. Hughes

Spadicoides obclavata Kuthub. & Nawawi, **Mycological Research**, v. 95, n. 2, p. 166, 1991. FIG. 10

Colônias em substrato natural castanho escuras, efusas. Micélio imerso, septos escuros, subhialinos, formando um estroma rudimentar. Conidióforos macronematosos, simples, eretos ou flexuosos, base inflada, castanhos na base, tornando-se castanho claros no ápice, lisos, septados, $177\text{--}350 \times 6\text{--}7.5 \mu\text{m}$, com frequentes extensões. Células conidiogênicas politréticas, integradas, terminais e intercalares, castanho escuras na base e castanho claras no ápice $25\text{--}57 \times 3\text{--}6 \mu\text{m}$. Conídios $10\text{--}20 \times 3\text{--}6 \mu\text{m}$, acropleurógenos, obclavados, solitários ou em cadeias, lisos, 1–2 septados, truncados na base, versicolor, células basais castanhas, septos castanhos, células apicais castanho claras. Secessão schizolítica. Não foi possível obter o espécime em cultura pura.

Material examinado: BRASIL. São Paulo: Rio Claro, Floresta Estadual Edmundo Navarro de Andrade (FEENA), em cascas em decomposição de *E. grandis*; 27/XII/2019, col. L.F.P. Gusmão.

Distribuição Geográfica: Malásia (KUTHUBUTHEEN & NAWAKI, 1991).

Spadicoides obclavata foi proposto por Kuthubutheen & Nawaki (1991) na Malásia, encontrado em folhas em decomposição de uma angiosperma não identificada. É caracterizado por apresentar conidióforos castanho escuros na base, tornando-se castanho claros no ápice $4\text{--}8 \mu\text{m}$ de largura, conídios versicolores, 1–2 septados, $16\text{--}22 \times 4\text{--}6 \mu\text{m}$, com a células basais castanha escuras e células apicais castanho claras. Este táxon se assemelha à *S. heterocolorata* relatado ocorrendo no Brasil por Almeida & Gusmão (2016), que apresenta conídios obclavados, versicolores, $11\text{--}21 \times 4\text{--}6 \mu\text{m}$, 1–2 septados, entretanto, o conidióforo de *S. heterocolorata* é castanho claro no ápice, e as regiões próximas ao septo mais largas, $248\text{--}648 \times 7\text{--}14 \mu\text{m}$ de largura. Para as duas espécies são relatadas a presença do sinanamorfo *Selenosporella* - like, entretanto, não foi possível observar essa característica na amostra estudada. Este constitui o primeiro registro de *S. obclavata* fora da localidade tipo, sendo, portanto, o primeiro para o Brasil e neotrópico.

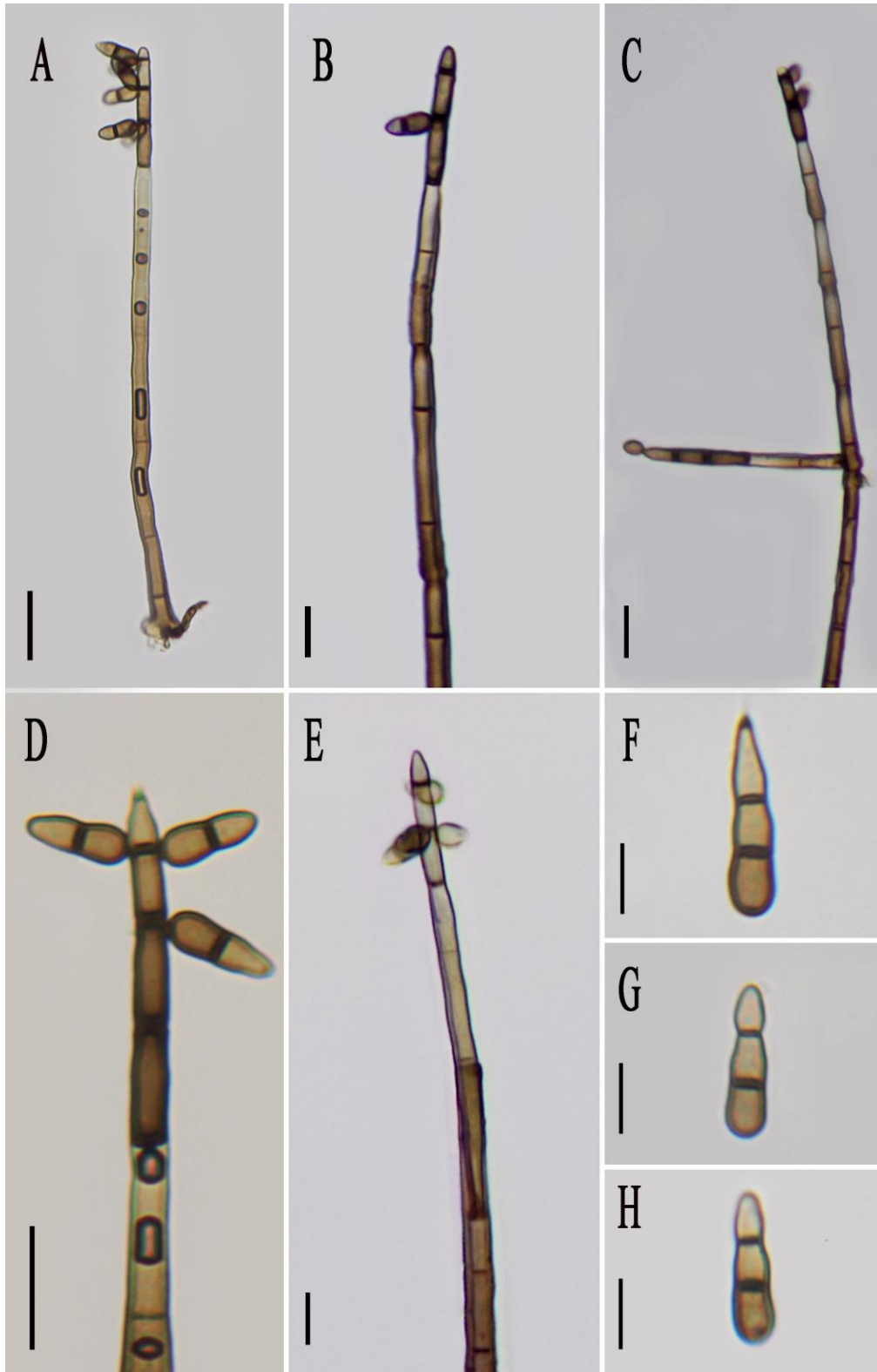


Figura 10: *Spadicoides obclavata*. A-B. Conidióforos e conídios. C. Conidióforo apresentando ramificação lateral com célula conidiogênica ao final da ramificação. D-E. Células conidiogênicas tréticas e conídios em desenvolvimento. F-H. Conídios. Escalas = A-E: 20 μ m; F-H: 10 μ m.

4.4 CHECKLIST DOS FUNGOS ASCOMICETOS OCORRENDO EM *EUCALYPTUS* SPP. NO BRASIL

Este checklist apresenta 188 táxons de microfungos, correspondendo 4 classes, 28 ordens, e 54 famílias. Na literatura, foram encontrados 27 espécies e 5 híbridos de *Eucalyptus*, além de três espécies de *Corymbia* associadas com microfungos (Figura 11). Para espécies de *Eucalyptus* não identificadas, 82 foram associadas com diferentes microfungos, seguidos de 45 em *E. microcorys* e 47 em *E. grandis*.

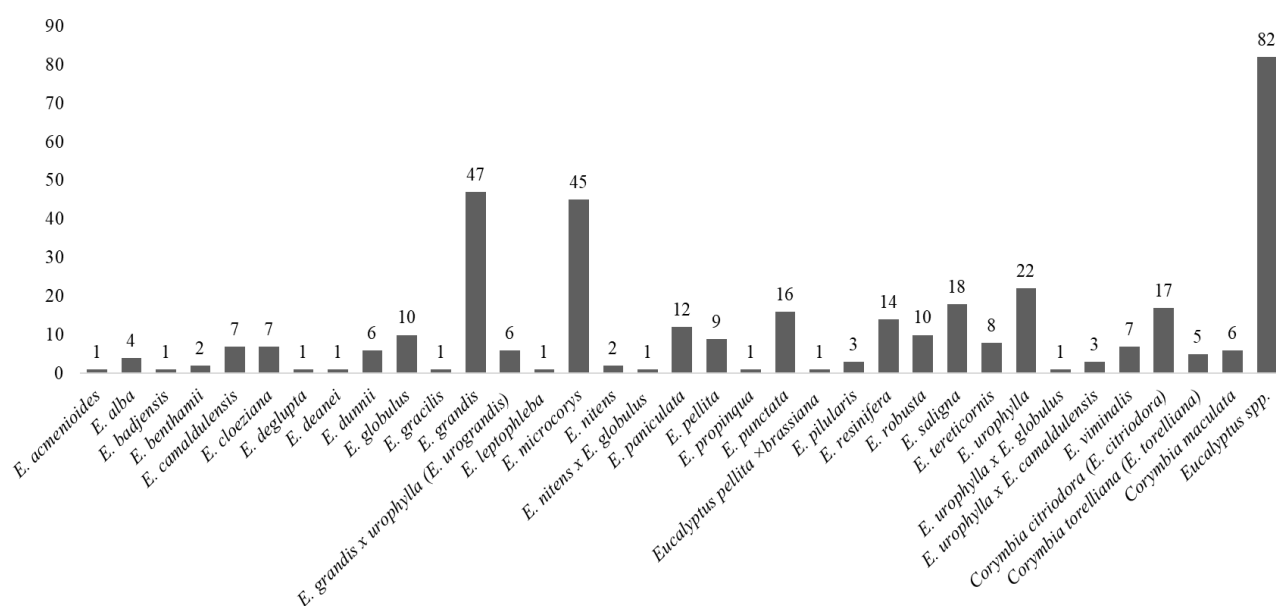


Figura 11. Número de táxons de fungos do filo Ascomycota associados às espécies de *Corymbia* e *Eucalyptus* e cinco híbridos interespecíficos no Brasil.

Para os microfungos, as ordens mais representativas foram Hypocreales (31), Mycosphaerellales (27), Xylariales (17), Diaporthales (18) e Eurotiales (9 táxons) (Figura 12).

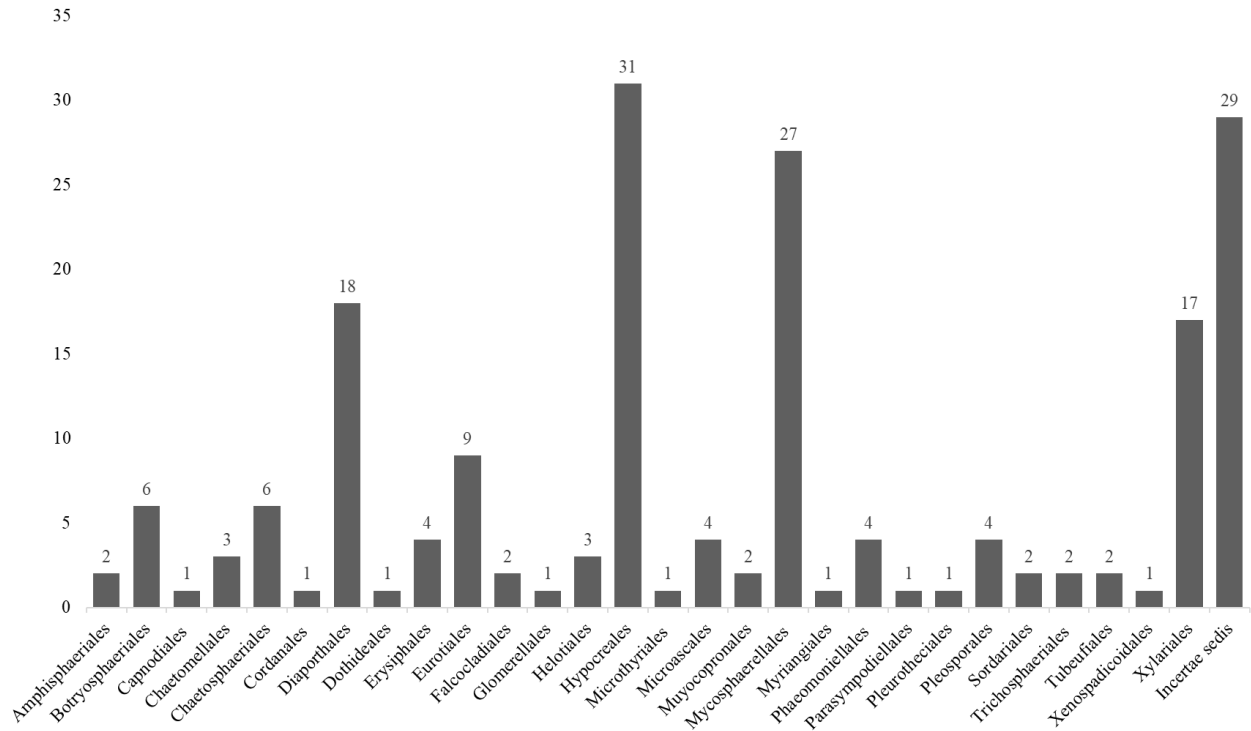


Figura 12. Número de táxons de fungos do filo Ascomycota por ordem, associados à *Corymbia* e *Eucalyptus* no Brasil.

A família Nectriaceae teve o maior número de táxons (25), seguida por Mycosphaerellaceae (14), Teratosphaeriaceae (13) e Aspergillaceae (9), e os fungos Incertae sedis sem família definida com 29 táxons (Figura 13).

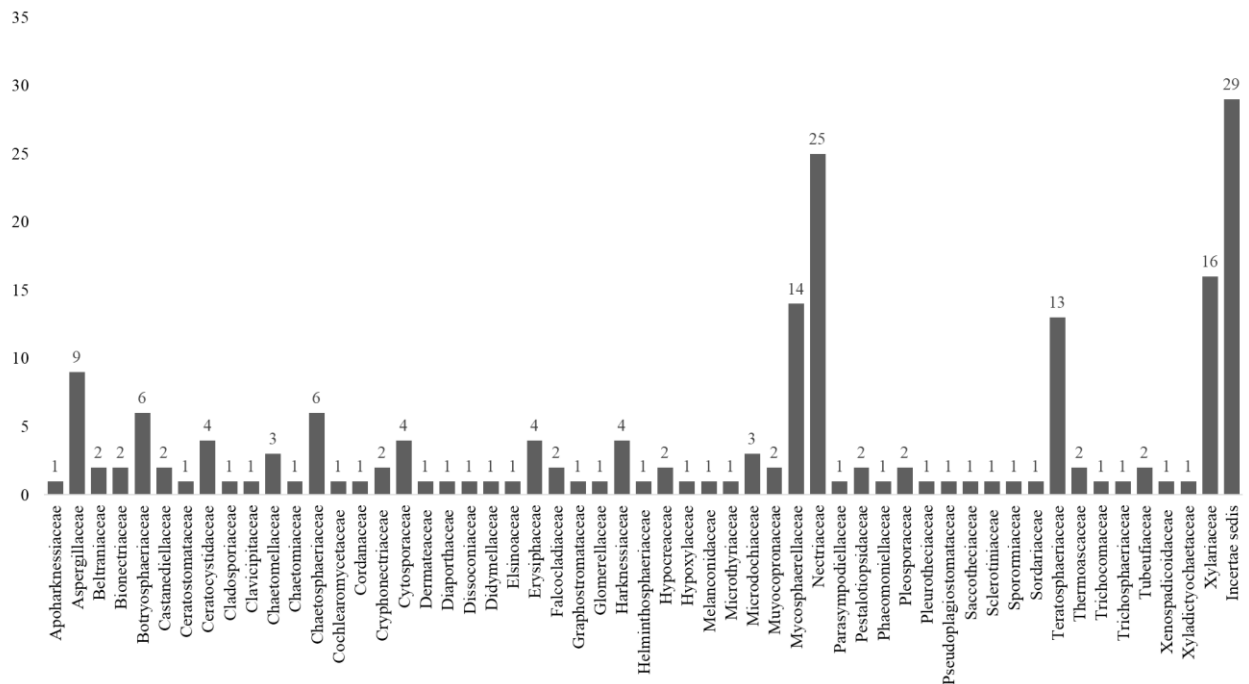


Figura 13. Número de táxons do filo Ascomycota por família associados à *Corymbia* e *Eucalyptus* no Brasil.

Checklist com classificação baseada no MycoBank (2020)

Ascomycota Caval.-Sm.

Pezizomycotina

Dothideomycetes

Botryosphaeriales C.L. Schoch, Crous & Shoemaker

Botryosphaeriaceae Theiss. & P. Syd.

Botryosphaeria Ces. & De Not.

Botryosphaeria dothidea (Moug.) Ces. & De Not., **Commentario della Società Crittogamologica Italiana**, v. 1, n. 4, p. 212, 1863.

Brasil: Causando podridão de estacas em *Eucalyptus* sp. (MENDES et al., 1998).

Lasiodiplodia Ellis & Everh.

Lasiodiplodia theobromae (Pat.) Griffon & Maubl., **Bull. Soc. Sci. nat. Arch. Toulon et du Var**, v. 25, p. 57, 1909.

≡ *Botryodiplodia theobromae* Pat., in Patouillard & Lagerheim, **Bull. Soc. Sci. nat. Arch. Toulon et du Var**, v. 8, n. 3, p. 136, 1892.

São Paulo. Em gravetos de *C. citriodora* (SILVEIRA et al., 1996); ibid. Causando cancro do tronco em *Corymbia citriodora* (MENDES et al., 1998); ibid. Em *C. maculata* (MENDES et al., 1998). Maranhão. Em *E. pellita* (MENDES et al., 1998). Brasil. Causando cancro em *Eucalyptus* sp. (MENDES et al., 1998). Minas Gerais. Causando manchas em *E. grandis* (MESQUITA et al., 2006).

Neofusicoccum Crous, Slippers & A.J.L. Phillips

Neofusicoccum parvum (Pennycook & Samuels) Crous, Slippers & A.J.L. Phillips, **Stud. in Mycol.**, v. 55, p. 248, 2006.

Rio Claro, São Paulo. Em folhas de *E. microcorys* (LACERDA et al., 2018; LACERDA et al., 2019).

Neofusicoccum ribis (Slippers, Crous & M.J. Wingf.) Crous, Slippers & A.J.L. Phillips, **Stud. in Mycol.**, v. 55, p. 249, 2006.

≡ *Botryosphaeria ribis* Grossenb. & Duggar, **Technical Bulletin of the New York Agricultural Experiment Station**, v.18, p. 128, 1911.

Brasil. Causando podridão de estacas e cancro em *Eucalyptus* sp. (MENDES et al., 1998).

Phyllosticta Pers.

Phyllosticta capitalensis Henn., **Hedwigia**, v. 48, p. 13, 1908.

Rio Claro, São Paulo. Em folhas de *E. microcorys* (LACERDA et al., 2018; LACERDA et al., 2019). Brasil. Em folhas de *E. grandis* (WIKKEE et al., 2013). Brasil. Em folhas de *Eucalyptus* sp. (WIKKEE et al., 2013a).

Phyllosticta eucalyptorum Crous, M.J. Wingf., F.A. Ferreira & Alfenas, **Mycol. Res.**, v. 97, n. 5, p. 584, 1993.

Aracruz, Espírito Santo. Em plântulas de *E. grandis* (CROUS et al., 1993).

Capnodiales Woron.

Cladosporiaceae Chalm. & R.G. Archibald

Cladosporium Link

Cladosporium cladosporioides (Fresen.) G.A. de Vries, Contrib. Knowledge the Genus *Cladosporium* Link ex Fries, v. 57, 1952.

Rio Claro, São Paulo. Em folhas de *E. microcorys* (LACERDA et al., 2018).

Dissoconiaceae Crous & de Hoog

Uwebraunia Crous & M.J. Wingf.

Uwebraunia dekkeri (de Hoog & Hijwegen) Crous, **Persoonia**, v. 28, p. 123, 2012.

≡ *Dissoconium dekkeri* de Hoog & Hijwegen, **Mycol. Res.**, v. 95, n. 6, p. 679, 1991.

Paraná. Em *E. globulus* (TEODORO et al., 2012).

Dothideales Lindau

Sacotheciaceae Bonord.

Pseudosydowia Thambug. & K.D. Hyde

Pseudosydowia eucalypti (Verwoerd & du Plessis) Thambug. & K.D. Hyde, **Fungal Diversity**, v. 68, p. 140, 2014.

Rio Claro, São Paulo. Em folhas de *E. microcorys* (LACERDA et al., 2019).

Muyocoprionales Mapook, Boonmee & K.D. Hyde

Muyocopronaceae K.D. Hyde

Mycoleptodiscus Ostaz.

Mycoleptodiscus brasiliensis B. Sutton & Hodges, **Nova Hedwigia**, v. 27, p. 694, 1976.

São Luis, Maranhão. Em folhas em decomposição de *Eucalyptus* spp. (SUTTON & HODGES, 1976).

Muyocopron Speg.

Muyocopron sahnii Hern.-Restr. & Crous, **Persoonia**, v. 42, p. 219, 2019.

≡ *Mycoleptodiscus indicus* (V.P. Sahni) B. Sutton, **Trans. of Brit. Mycol. Soc.**, v. 60, n. 3, p. 528, 1973.

Assis, São Paulo. Em folhas em decomposição de *C. citriodora*; Jari, Pará, em folhas em decomposição de *Eucalyptus* spp.; Tijuca Forest, Rio de Janeiro. Em *Eucalyptus* spp. (SUTTON & HODGES, 1973).

Mycosphaerellales (Nannf.) P.F. Cannon

Mycosphaerellaceae Lindau

Coremiopassalora U. Braun, C. Nakash., Videira & Crous

Coremiopassalora leptophlebae (Crous, Alfenas, R.F. Alfenas & O.L. Pereira) U. Braun, C. Nakash., Videira & Crous, **Stud. on Mycol.**, v. 87, p. 316, 2017.

≡ *Passalora leptophlebae* Crous, Alfenas, R.F. Alfenas & O.L. Pereira, **Persoonia**, v. 26, p. 131, 2011.

Brasil. Em folhas de *E. leptophleba* (QUAEDVLIEG et al., 2014).

Coremiopassalora eucalypti (Crous & Alfenas) U. Braun, C. Nakash., Videira & Crous, **Studies in Mycology**, v. 87, p. 316, 2017.

≡ *Passalora eucalypti* (Crous & Alfenas) Crous & U. Braun, **CBS Diversity Ser.** (Utrecht), v. 1, p. 452, 2003.

Brasil. Em folhas de *E. saligna* (QUAEDVLIEG et al., 2014).

Dothistroma Hulbary

Dothistroma septosporum (Dorogin) M. Morelet, **Bull. Soc. Sci. nat. Arch. Toulon et du Var**, v. 177, n. 9, 1968.

Rio Claro, São Paulo. Em folhas de *E. microcorys* (LACERDA et al., 2019).

Mycosphaerella Johanson, Öfvers. K. Vetenskakad

Mycosphaerella heimii Bouriquet ex Crous, **African Forestry JI**, v. 172, p. 2, 1995.

Brasil. Causando manchas foliares em folhas de *Eucalyptus* sp. (CROUS et al., 2006a).

Mycosphaerella nubilosa (Cooke) Hansf., **Proc. Linn. Soc. N.S.W.**, v. 81, n. 1, p. 36, 1956.

≡ *Teratosphaeria nubilosa* (Cooke) Crous & U. Braun, **Stud. Mycol.**, v. 58, n. 10, 2007.

Paraná. Causando manchas foliares em folhas de *E. globulus*; Rio Grande do Sul. Em sementes de *E. globulus* (TEODORO et al., 2012).

Mycosphaerella Suttonii Crous & M.J. Wingf., **Can. J. Bot.**, v. 75, n. 5, p. 783, 1997.

Brasil. Em folhas de *Eucalyptus* sp. (CROUS et al., 2006a).

Pallidocercospora Crous

Pallidocercospora heimii (Crous) Crous, **Stud. Mycol.**, v. 75, p. 74, 2012.

Brasil. Em folhas de *Eucalyptus* sp. (QUAEDVLIEG et al., 2014).

Pantospora Cif.

Pantospora guazumae Cif., **Annls mycol.**, v. 36, n. 2/3, p. 240, 1938.

Rio Claro, São Paulo. Em folhas de *E. microcorys* (LACERDA et al. 2018; LACERDA et al. 2019).

Passalora Fr.

Passalora loranthicola (Petr.) U. Braun, **Mycotaxon**, v. 55, p. 233, 1995.

Rio Claro, São Paulo. Em folhas de *E. microcorys* (LACERDA et al., 2019).

Phaeophleospora Rangel

Phaeophleospora scytalidii (Crous & M.J. Wingf.) Quaedvl. & Crous, **Persoonia**, v. 33, p. 23, 2014.

≡ *Mycosphaerella scytalidii* Crous & M.J. Wingf., in Crous, Wingfield, Mansilla, Alfenas & Groenewald, **Stud. Mycol.**, v. 55, p. 120, 2006.

Brasil. Em folhas de *E. globulus* (CROUS et al., 2006a; TEODORO et al., 2012; QUAEDVLIEG et al., 2014).

Phaeophleospora stramentii (Crous & Alfenas) Quaedvl. & Crous, **Persoonia**, v. 33, p. 23, 2014.

≡ *Mycosphaerella stramentii* Crous & Alfenas, in Crous, Wingfield, Mansilla, Alfenas & Groenewald, **Stud. Mycol.**, v. 55, p.123, 2006.

Brasil. Em folhas de *Eucalyptus* sp. (CROUS et al., 2006a).

Pseudozasmidium Videira & Crous

Pseudozasmidium parkii (Crous & Alfenas) Videira & Crous, **Stud. Mycol.**, v. 87, p. 379, 2017.

≡ *Mycosphaerella parkii* Crous, M.J. Wingf., F.A. Ferreira & Alfenas, **Mycol. Res.**, v. 97, n. 5, p. 582, 1993.

Aracruz, Bahia. Em folhas de *E. grandis*; *E. dunnii* (CROUS et al., 1993b; HUNTER et al., 2006). Em folhas de *Eucalyptus* sp. (HUNTER et al., 2004).

Pseudocercospora Speg.

Pseudocercospora paraguayensis (Tak. Kobay.) Crous, **Mycotaxon**, v. 57, p. 270, 1996.

≡ *Cercospora paraguayensis* Tak. Kobay., **Trans. Mycol. Soc. Japan**, v. 25, n. 3, p. 263, 1984.

Brasil. Em folhas de *E. nitens* (QUAEDVLIEG et al., 2014).

Pseudocercospora norchiensis Crous, **Fungal Diversity**, v. 26, n. 1, p. 172, 2007.

Rio Claro, São Paulo. Em folhas de *E. microcorys* (LACERDA et al., 2018; LACERDA et al., 2019).

Teratosphaeriaceae Crous & U. Braun

Neotrimmatostroma Quaedvl. & Crous

Neotrimmatostroma excentricum (B. Sutton & Ganap.) Quaedvl. & Crous, **Persoonia**, v. 33, p. 28, 2014.

Minas Gerais. Em *C. maculata* (MENDES et al., 1998).

Pseudoteratosphaeria Quaedvl. & Crous

Pseudoteratosphaeria flexuosa (Crous & M.J. Wingf.) Quaedvl. & Crous, **Persoonia**, v. 33, p. 29, 2014.

≡ *Teratosphaeria flexuosa* (Crous & M.J. Wingf.) Crous & U. Braun, **Stud. Mycol.**, v. 58, p. 10, 2007.

Paraná. Causando manchas foliares em *E. globulus* (TEODORO et al., 2012). Rio Claro, São Paulo. Em folhas de *E. microcorys* (LACERDA et al., 2019).

Pseudoteratosphaeria ohnowa (Crous & M.J. Wingf.) Quaedvl. & Crous, **Persoonia**, v. 33, p. 29, 2014.

≡ *Teratosphaeria ohnowa* (Crous & M.J. Wingf.) Crous & U. Braun, **Stud. Mycol.**, v. 58, p. 10, 2007).

Paraná. Causando manchas foliares em *E. globulus* (TEODORO et al., 2012). Rio Claro, São Paulo. Em folhas de *E. microcorys* (LACERDA et al., 2018; LACERDA et al., 2019).

Pseudoteratosphaeria stramenticola (Crous & Alfenas) Quaedvl. & Crous, **Persoonia**, v. 33, p. 29, 2014.

≡ *Mycosphaerella stramenticola* Crous & Alfenas, **Stud. Mycol.**, v. 55, p. 123, 2006.

Brasil. Em folhas de *Eucalyptus* sp. (CROUS et al., 2006a).

Pseudoteratosphaeria secundaria (Crous & Alfenas) Quaedvl. & Crous, **Persoonia**, v. 33, p. 29, 2014.

≡ *Mycosphaerella secundaria* Crous & Alfenas, **Stud. Mycol.**, v. 55, p. 122, 2006.

Brasil. Em folhas de *E. grandis*, *Eucalyptus* sp. (QUAEDVLIEG et al., 2014).

Pseudoteratosphaeria perpendicularis (Crous & M.J. Wingf.) Quaedvl. & Crous, **Persoonia**, v. 33, p. 29, 2014.

≡ *Teratosphaeria perpendicularis* (Crous & M.J. Wingf.) Crous & U. Braun, **Stud. Mycol.**, v. 58, p. 10, 2007.

Paraná. Causando manchas foliares em *E. globulus* (TEODORO et al., 2012).

Readeriella Syd. & P. Syd.

Readeriella eucalypti (Gonz. Frag.) Crous, in Summerell, Groenewald, Carnegie, Summerell & Crous, **Fungal Diversity**, v. 23, p. 342, 2006.

≡ *Coniothyrium olivaceum* var. *eucalypti* Gonz. Frag., **Bolm Soc. broteriana**, v. 2, n. 2, p. 59, 1924.

Rio Claro, São Paulo. Em folhas de *E. microcorys* (LACERDA et al., 2018; LACERDA et al., 2019).

Readeriella mirabilis Syd. & P. Syd., **Annls mycol.**, v. 6, n. 5, p. 484, 1908.

Brasil. Em folhas de *Eucalyptus* spp. (SUTTON, 1980).

Suberoteratosphaeria Quaedvl. & Crous

Suberoteratosphaeria suberosa (Crous, F.A. Ferreira, Alfenas & M.J. Wingf.) Quaedvl. & Crous, **Persoonia**, v. 33, p. 31, 2014.

Brasil. Em *Eucalyptus* sp. (MENDES et al., 1998). Brasil. Em folhas de *E. dunnii* (QUAEDVLIEG et al., 2014).

Teratosphaericola Quaedvl. & Crous

Teratosphaericola pseudoafricana (Crous & T.A. Cout.) Quaedvl. & Crous, **Persoonia**, v. 33: 32 (2014)

≡ *Teratosphaeria pseudoafricana* (Crous & T.A. Cout.) Crous & U. Braun, **Stud. Mycol.**, v. 58, p.11, 2007.

Paraná. Causando manchas foliares em *E. globulus* (TEODORO et al., 2012).

Teratosphaeria Syd. & P. Syd.

Teratosphaeria eucalypti (Cooke & Massee) Crous, **Persoonia**, v. 23, p.115, 2009.

≡ *Cercospora eucalypti* Cooke & Mass, **Grevillea**, v. 18, n. 7, 1889.

Minas Gerais. Causando manchas foliares em *E. globulus* (CHUPP, 1953; LANIER, 1986). Brasil. Em *Eucalyptus* sp. (MENDES et al., 1998).

Teratosphaeria epicoccoides (Cooke & Massee) Rossman & W.C. Allen, **IMA Fungus**, v. 6, n. 2, p. 519, 2015.

≡ *Cercospora epicoccoides* Cooke & Massee, **Grevillea**, v. 19, n. 92, p. 91, 1891.

Brasil. Em *Eucalyptus* sp. (MENDES et al., 1998). Lavras, Minas Gerais. Causando manchas foliares em *Eucalyptus* sp. (MAFIA & ALFENAS, 2003).

Teratosphaeria pseudoeucalypti Andjic & T.I. Burgess, **Pl. Path.**, v. 59, n. 5, p. 908, 2010.

Cristal, Rio Grande do Sul. Causando manchas foliares em *E. globulus*, *E. urophylla* x *E. globulus* e *E. nitens* x *E. globulus* (CÂNDIDO et al., 2014).

Microthyriales G. Arnaud

Microthyriaceae Sacc.

Xenogliocladiopsis Crous & W.B. Kendr.

Xenogliocladiopsis cypellocarpae L. Lombard & Crous, **Stud. Mycol.**, v. 80, p. 215, 2015.

Rio Claro, São Paulo. Em folhas de *E. microcorys* (LACERDA et al., 2019).

Myriangiales Starbäck

Elsinoaceae Höhn. ex Sacc. & Trotter

Elsinoe Racib.

Elsinoe eucalypti Hansf., **Proc. Linn. Soc. N.S.W.**, v. 79, n. 3-4, p. 98, 1954.

Brasil. Causando manchas foliares em *Eucalyptus* sp. (LANIER, 1986). Brasil. Em *Eucalyptus* sp. (MENDES et al., 1998).

Pleosporales Luttr. ex M.E. Barr

Didymellaceae Gruyter, Aveskamp & Verkley

Epicoccum Link

Epicoccum nigrum Link, **Mag. Gesell. naturf. Freunde**, v. 7, p. 32, 1816.

São Paulo, São Paulo. Em folhas submersas de *Eucalyptus* sp. (WELLBAUM et al., 1999).

Pleosporaceae Nitschke

Alternaria Nees

Alternaria alternata (Fr.) Keissl., **Beih. bot. Zbl., Abt.**, v. 2, n. 29, p. 434, 1912.

Brasília, DF. Em *E. grandis* (MENDES et al., 1998). Rio Claro, São Paulo. Em folhas de *E. microcorys* (LACERDA et al., 2019).

Alternaria tenuissima (Kunze) Wiltshire, **Trans. Br. mycol. Soc.**, v. 18, n. 2, p.157, 1933.

Brasil. Causando manchas foliares em plântulas de *E. grandis* (FERREIRA, 1991). Minas Gerais. Causando mancha de *Alternaria* em *Eucalyptus* sp. (MENDES et al., 1998).

Sporormiaceae Munk

Sporormiella Ellis & Everh.

Sporormiella minimoides S.I. Ahmed & Cain, **Can. J. Bot.**, v. 50, n. 3, p. 450, 1972.

Rio Claro, São Paulo. Em folhas de *E. microcorys* (LACERDA et al., 2018).

Tubeufiales Boonmee & K.D. Hyde

Tubeufiaceae M.E. Barr

Helicosporium Nees

Helicosporium vegetum Nees, **Syst. Pilze (Würzburg)**, v. 68, 1816.

Rio Claro, São Paulo. Em folhas em decomposição de *E. punctata* (Este trabalho).

Helicoma Corda

Helicoma viride (Corda) S. Hughes **Can. J. Bot.**, v. 36, p. 772, 1958.

Rio Claro, São Paulo. Em folhas em decomposição de *E. punctata* (Este trabalho).

Eurotiomycetes

Eurotiales G.W. Martin ex Benny & Kimbr.

Aspergillaceae Link

Aspergillus P. Micheli ex Haller

Aspergillus fumigatus Fresen., Beitr. **Mykol.**, v. 3, p. 81, 1863.

Brasil. Em troncos de *Eucalyptus* sp. (AUER, 2007).

Aspergillus niger Tiegh., **Annales des Sciences Naturelles Botanique**, v. 8, p. 240, 1867.

São Paulo, São Paulo. Em folhas submersas de *Eucalyptus* sp. (WELLBAUM et al., 1999).

Penicillium Link

Penicillium citreonigrum Dierckx, **Ann. Soc. Sci. Bruxelles**, v. 25, p. 86, 1901.

São Paulo, São Paulo. Em serapilheira de *Eucalyptus* sp. (WELLBAUM et al., 1999).

Penicillium citrinum Thom, Bull. U.S. Department de Agriculture, **Bureau Animal Industry**, v. 118, p. 61, 1910.

São Paulo, São Paulo. Em serapilheira de *Eucalyptus* sp. (WELLBAUM et al. 1999). Rio Claro, São Paulo. Em folhas de *E. microcorys* (LACERDA et al., 2019).

Penicillium corylophilum Dierckx, **Ann. Soc. Sci. Bruxelles**, v. 25, n. 6, 1901.

São Paulo, São Paulo. Em folhas submersas de *Eucalyptus* sp. (WELLBAUM et al., 1999)

Penicillium implicatum Biourge, **La Cellule**, v. 33, n. 1, p. 278, 1923.

São Paulo, São Paulo. Em folhas submersas de *Eucalyptus* sp. (WELLBAUM et al., 1999).

Penicillium herquei Bainier & Sartory, **Bull. Soc. mycol. Fr.**, v. 28, n. 2, p. 121, 1912.

Rio Claro, São Paulo. Em folhas de *E. microcorys* (LACERDA et al., 2019).

Penicillium restrictum J.C. Gilman & E.V. Abbott, **Journal of Iowa State College**, v. 1, p. 297, 1927.

São Paulo, São Paulo. Em folhas submersas de *Eucalyptus* sp. (WELLBAUM et al., 1999).

Penicillium rubens Biourge, **La Cellule**, v. 33, n. 1, p. 265, 1923.

Rio Claro, São Paulo. Em folhas de *E. microcorys* (LACERDA et al., 2019).

Penicillium thomii K.W. Zaleski, **Bull. Acad. Pol. Sci. Mat. Nat.**, p. 492, 1927.

Brasília, DF. Em *C. citriodora*; *E. grandis* (MENDES et al., 1998).

Phaeomoniellales K.H. Chen, A.E. Arnold, Gueidan & Lutzoni

Phaeomoniellaceae P.M. Kirk

Neophaeomoniella Rooney-Latham & Crous

Neophaeomoniella eucalypti Roon.-Lath. & Crous, **Persoonia**, v. 34, p. 223, 2015.

Rio Claro, São Paulo. Em folha de *E. microcorys* (LACERDA et al., 2018; LACERDA et al., 2019).

Trichocomaceae E. Fisch.

Talaromyces C.R. Benj.

Talaromyces bacillisporus (Swift) C.R. Benj., **Mycologia**, v. 47, n. 5, p. 684, 1955.

≡ *Penicillium bacillisporum* Swift, **Bull. Torrey bot. Club**, v. 59, p. 221, 1932.

Brasil. Em troncos de *E. saligna* (GUILMO et al. 1998). Brasil. Em troncos de *Eucalyptus* spp. (AUER, 2007).

Thermoascaceae Apinis

Thermoascus Miehe

Thermoascus aurantiacus Miehe, **Die Selbsterhitzung des Heus**, Jena, v. 70, 1907.

Brasil. Em troncos de *E. saligna* (GUILMO et al. 1998). Brasil. Em troncos de *Eucalyptus* spp. (AUER, 2007).

Thermoascus thermophilus (Sopp) Arx, **Gen. Fungi Sporul. Cult.**, v. 84, 1970.

≡ *Dactylomyces thermophilus* Sopp, Skr. VidenskSelsk. Christiania, Kl. I, **Math.-Natur.**, v. 11, p. 35, 1912.

Brasil. Em troncos de *Eucalyptus saligna* e *Eucalyptus* spp. (GUILMO et al. 1998). Brasil. Em troncos de *Eucalyptus* spp. (AUER, 2007).

Leotiomyces

Chaetomellales Crous & Denman

Chaetomellaceae Baral, P.R. Johnst. & Rossman

Chaetomella Fuckel

Chaetomella circinoseta Stolk, **Trans. Br. mycol. Soc.**, v. 46, n. 3, p. 413, 1963.

≡ *Volutellospora circinoseta* (Stolk) Thirum. & P.N. Mathur, **Sydowia**, v. 18, n. 1-6, p. 39, 1965.

São Paulo. Folhas em decomposição de *Eucalyptus* spp.; Recife, Pernambuco, Brasil. Em *E. grandis* (SUTTON, 1980).

Pilidium Kunze

Pilidium acerinum (Alb. & Schwein.) Kunze, in Kunze & Schmidt, **Mykologische Hefte** (Leipzig) 2: 92 (1823)

≡ *Leptothyrium acerinum* (Kunze) Cda, **Icones Fungorum**, v. 2, p. 25, 1838.

Santa Catarina. Em folhas de *E. saligna* (SUTTON, 1980).

Pilidium lythri (Desm.) Rossman, **IMA Fungus**, v. 5, n. 1, p. 105, 2014.

≡ *Hainesia lythri* (Desm.) Höhn., Sitzungsberichte der Kaiserlichen Akademie der Wissenschaften Math.-naturw. **Klasse Abt.**, v. 115, p. 687, 1906.

Brasil. Em *E. grandis* (MENDES et al., 1998).

Erysiphales E. Warming

Erysiphaceae N.K. Sredinsky

Golovinomyces (U. Braun) V.P. Heluta

Golovinomyces cichoracearum (DC.) V.P. Heluta, **Ukrainskiy Botanichnyi Zhurnal**, v. 45, n. 5, v. 62, 1988.

≡ *Erysiphe cichoracearum* DC., **Flore française**, v. 2, p. 274, 1805.

Brasília, Distrito Federal. Em *Eucalyptus* sp. (MENDES et al., 1998).

Golovinomyces orontii (Castagne) V.P. Heluta, **Ukrainskiy Botanichnyi Zhurnal**, v. 45, n. 5, p. 63, 1988.

≡ *Erysiphe orontii* Castagne, **Supplément au catalogue des plantes qui croissent naturellement aux environs de Marseille**, p. 52, 1851.

Brasília, Distrito Federal. Em *Eucalyptus* sp. (MENDES et al., 1998).

Oidium Link

Oidium eucalypti Rostr., **Plantepatologia**, p. 436, 1902.

Brasil. Em *C. citriodora* (MENDES et al., 1998). *Paraná*. Em folhas de *E. alba*, *E. badjensis*, *E. benthamii*, *E. camaldulensis*, *E. cloeziana*, *E. deanei*, *E. dunnii*, *E. grandis*, *E. microcorys*, *E. nitens*, *E. paniculata*, *E. pellita*, *E. pilularis*, *E. resinifera*, *E. robusta*, *E. saligna*, *E. tereticornis*, *E. urophylla*, *E. viminalis* (AUER & SANTOS, 2009). Lavras,

Minas Gerais. Causando manchas foliares em híbridos de *E. urophylla* x *E. camaldulensis* (DA SILVA et al., 2013).

Podosphaera Kunze

Podosphaera pannosa (Wallr.) de Bary, **Abhandlungen der Senckenbergischen Naturforschenden Gesellschaft**, v. 7, p. 408, 1870.

≡ *Sphaerotheca pannosa* (Wallr.) Lév., **Annls Sci. Nat., Bot.**, v. 3, n. 15, p. 138, 1851.

Viçosa, Minas Gerais. Causando manchas foliares em *C. citriodora* (SILVA et al., 2003).

Viçosa, Minas Gerais. Causando manchas foliares em plântulas de *E. pellita* (SILVA et al., 2001). Viçosa, Minas Gerais. Causando manchas foliares em *Eucalyptus* spp. (FONSECA et al., 2017). Brasília. Em folhas de *Eucalyptus* sp. (BLUM et al., 1991).

Helotiales Nannf.

Cochlearomycetaceae Crous

Satchmopsis B. Sutton & Hodges

Satchmopsis brasiliensis B. Sutton & Hodges, **Nova Hedwigia**, v. 26, p. 1, 1975.

Viçosa, Minas Gerais. Em mortas folhas de *E. paniculata*. Serra, Espírito Santo. Em mortas folhas de *E. grandis*. Realeza, Minas Gerais; Viana, Espírito Santo; Jari, Pará; Curua-Ulna, Pará; Coronel Fabriciano, Minas Gerais; Em mortas folhas de *Eucalyptus* spp. (SUTTON & HODGES, 1975). Rio Claro, São Paulo. Isolado de folhas de *E. microcorys* (LACERDA et al., 2018; LACERDA et al., 2019). Em mortas folhas de *E. punctata*, *E. resinifera*; em frutos em decomposição de *E. urophylla* (Este trabalho).

Dermateaceae Fr.

Marssonina Magnus

Marssonina californica (Ellis & Everh.) Magnus, **Hedwigia**, v. 45, p. 90, 1906.

≡ *Marssonina californica* Ellis & Everh., **Am. Nat.**, v. 31, p. 429, 1897.

Rio Claro, São Paulo. Em folhas de *E. microcorys* (LACERDA et al., 2018).

Sclerotiniaceae Whetzel

Botrytis Pers.

Botrytis cinerea Pers., **Neues Magazin für die Botanik**, v. 1, n. 126, p. 3-9, 1794.

Paraná, Santa Catarina. Causando mofo cinzento em *E. dunnii*, *E. benthamii*, *E. viminalis*, *E. grandis* (MASCHIO et al., 1996). Brasil. Em hastes de plântulas de *E. grandis* (FERREIRA & SOUZA, 1999). Brasil. Em *E. grandis* (STOWASSER & FERREIRA, 1997). Brasil. Causando mofo cinzento em folhas de *Eucalyptus* sp. (MAFIA et al., 2006).

Sordariomycetes

Amphisphaeriales D. Hawksw. & O.E. Erikss.

Pestalotiopsidaceae Maharachch. & K.D. Hyde

Pestalotiopsis Steyaert

Pestalotiopsis microspora (Speg.) Bat. & Peres, **Atas do Instituto de Micologia da Universidade do Recife**, v. 3, p. 100, 1966.

São Paulo. Em *Eucalyptus* sp. (MENDES et al., 1998).

Pestalotia De Not.

Pestalotia clavata Cooke & Ellis, **Grevillea**, v. 6, n. 39, p. 85, 1878.

São Paulo, São Paulo. Em folhas submersas de *Eucalyptus* sp. (WELLBAUM et al., 1999).

Chaetosphaeriales Huhndorf, A.N. Mill. & F.A. Fernández

Chaetosphaeriaceae Réblová, M.E. Barr & Samuels

Dictyochaetopsis Aramb. & Cabello

Dictyochaetopsis maharashtrensis (Piroz. & S.D. Patil) Aramb. & Cabello, **Mycotaxon**, v. 38, p. 13, 1990.

≡ *Codinaea maharashtrensis* Piroz. & S.D. Patil, **Canadian Journal of Botany**, v. 48, n. 3, p. 578, 1970.

Aracruz, Espírito Santo. Em folhas em decomposição de *C. torelliana*. Monte Dourado, Pará; Coronel Fabriciano, Minas Gerais. Em folhas em decomposição de *Eucalyptus* sp. (SUTTON & HODGES, 1975).

Dictyochaeta Speg.

Dictyochaeta eucalypti (B. Sutton & Hodges) Whitton, McKenzie & K.D. Hyde, **Fungal Diversity**, v. 4, p. 148, 2000.

≡ *Codinaea eucalypti* B. Sutton & Hodges, **Nova Hedwigia**, v. 26, p. 517, 1975.

Bauru, São Paulo; Itapetininga, São Paulo. Em folhas mortas de *E. saligna*. Aracruz, Espírito Santo; Assis, São Paulo. Em folhas mortas de *C. citriodora*; Viçosa, Minas Gerais; Rio Claro, São Paulo; Franca, São Paulo; Viana, Espírito Santo. Em folhas mortas de *E. paniculata*. (SUTTON & HODGES, 1975a). Em folhas mortas de *E. microcorys*, *E. punctata*, *E. resinifera* (Este trabalho).

Dictyochaeta septata (B. Sutton & Hodges) Whitton, McKenzie & K.D. Hyde, **Fungal Diversity**, v. 4, p. 148, 2000.

≡ *Codinaea septata* B. Sutton & Hodges, **Nova Hedwigia**, v. 26, p. 520, 1975.

Viana, Espírito Santo. Em folhas em decomposição de *Eucalyptus* sp. Rio Claro, São Paulo; Monte Dourado, Pará. Em folhas em decomposição de *Eucalyptus* sp. (SUTTON & HODGES, 1975a).

Dictyochaeta simplex (S. Hughes & W.B. Kendr.) Hol.-Jech., **Folia Geobotanica et Phytotaxonomica**, v. 19, n. 4, p. 434, 1984.

≡ *Codinaea simplex* S. Hughes & W.B. Kendr., **New Zealand Journal of Botany**, v. 6, p. 362, 1968.

Rio Claro, São Paulo. Em folhas em decomposição de *Eucalyptus* sp. (SUTTON & HODGES, 1975a).

Gonytrichum Nees & T. Nees

Gonytrichum macrocladum (Sacc.) Hughes, **Trans. Br. mycol. Soc.**, v. 34, n. 4, p. 565, 1952.

Rio Claro, São Paulo. Em folhas em decomposição de *E. urophylla* (Este trabalho).

Menisporopsis S. Hughes

Menisporopsis theobromae S. Hughes, **Mycol. Pap.**, v. 48, p. 59, 1952.

Rio Claro, São Paulo. Em folhas em decomposição de *E. punctata*, *E. resinifera* (Este trabalho).

Cordanales M. Hern.-Rest. & Crous

Cordanaceae (Sacc.) Nann.

Cordana Preuss

Cordana terrestris (Timonin) Hern.-Restr., Gené & Guarro, **Mycologia**, v. 106, n. 4, p. 729, 2014.

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

Rio Claro, São Paulo. Em folhas em decomposição de *E. paniculata*, *E. resinifera* (Este trabalho).

Diaporthales Nannf.

Apoharknessiaceae Senan., Maharachch. & K.D

Apoharknessia Crous & S.J. Lee

Apoharknessia insueta (B. Sutton) Crous & S.J. Lee, **Stud. Mycol.**, v. 50, n.1, p. 240, 2004.

≡ *Harknessia insueta* Sutton, **Mycol. Pap.**, v. 123, p. 20, 1971.

Saltinho, Pernambuco. Em folhas em decomposição de *E. robusta*, *E. grandis*, *E. camaldulensis*. São Luís, Maranhão, *Eucalyptus* sp. (SUTTON, 1980). Rio Claro, São Paulo. Em folhas de *E. microcorys* (LACERDA et al., 2018).

Cytosporaceae Fr.

Cytospora Ehrenb.

Cytospora austromontana G.C. Adams & M.J. Wingf., in Adams, Wingfield, Common & Roux, **Stud. Mycol.**, v. 52, p. 114, 2005.

Rio Claro, São Paulo. Em folhas de *E. microcorys* (LACERDA et al., 2018).

Cytospora ceratosperma (Tode) G.C. Adams & Rossman, **IMA Fungus**, v. 6, n. 1, p. 147, 2015.

≡ *Valsa ceratosperma* (Tode) Maire, **Publ. Inst. Bot.** Barcelona, v. 3, n. 4, p. 20, 1937.

Altinópolis, Luís Antônio, Moji Guaçu, São Paulo. Causando cancro em *E. grandis* (AUER & KRUGNER, 1994).

Cytospora eucalypticola Van der Westh., **S. African Forestry JI**, v. 54, n. 10, 1965.

Rio Claro, São Paulo. Em folhas de *E. microcorys* (LACERDA et al., 2018; LACERDA et al., 2019).

Cytospora variostromatica G.C. Adams & M.J. Wingf., in Adams, Wingfield, Common & Roux, **Stud. Mycol.**, v. 52, p. 108, 2005.

Rio Claro, São Paulo. Em folhas de *E. microcorys* (LACERDA et al., 2018).

Cryphonectriaceae Gryzenh. & M.J. Wingf.

Chrysosporthe Gryzenh. & M.J. Wingf.

Chrysosporthe cubensis (Bruner) Gryzenh. & M.J. Wingf., in Gryzenhout, Myburg, van der Merwe, Wingfield & Wingfield, **Stud. Mycol.**, v. 50, n. 1, p. 130, 2004.

≡ *Cryphonectria cubensis* (Bruner) Hodges, **Mycologia**, v. 72, n. 3, p. 547, 1980.

Salto, Socorocaba, São Paulo. Causando cancro nas hastes e galhos de *E. grandis*, *E. deglupta*, *Eucalyptus* spp. (FERRARI et al., 1984; LANIER, 1986; AUER & KRUGNER, 1994) Monte Dourado, Pará. Causando cancro em *Eucalyptus* sp. (DIANESE et al., 1986). São Paulo; Santa Catarina. Em *E. grandis* (MENDES et al., 1998). Grão Mogol, Minas Gerais; Aracruz, Espírito Santo; Em folhas de *E. grandis*; Monte Dourado, Amazonas, *E. deglupta*; São Romão, Minas Gerais, *E. saligna*; Imperatriz, Maranhão, *E. torelliana* (SEIXAS et al., 2004). Brasil. Causando cancro basal em *E. alba*; Espírito Santo. Causando cancro basal em *E. camaldulensis*; Espírito Santo. Causando cancro basal em *E. cloeziana* (MENDES et al., 1998). Espírito Santo. Em *E. pellita* (MENDES et al., 1998). ibid.

Causando cancro do eucalipto em *E. tereticornis* (MENDES et al., 1998). *ibid.* Causando cancro do eucalipto em *E. urophylla* (MENDES et al., 1998).

Microthia Gryzenh. & M.J. Wingf.

Microthia havanensis (Bruner) Gryzenhout & M.J. Wingf., **Studies in Mycology**, v. 55, p. 44, 2006.

Brasil. Causando gomose em *C. citriodora* (MENDES et al., 1998). Brasil. Causando gomose em *E. saligna* (MENDES et al., 1998).

Diaporthaceae Höhn. ex Wehm.

Diaporthe Nitschke

Diaporthe phaseolorum (Cooke & Ellis) Sacc., **Syll. fung.** (Abellini), v. 1, p. 692, 1882.

Rio Claro, São Paulo. Em folhas de *E. microcorys* (LACERDA et al., 2018).

Harknessiaceae Crous

Harknessia Cooke

Harknessia eucalypti Cooke, **Grevillea**, v. 9, n. 51, p. 85, 1881.

Pará. Em *E. alba* (MENDES et al., 1998).

Harknessia fumaginea Sutton & Alcorn, **Nova Hedwigia**, v. 26, p. 14, 1975.

Curua-Ulna, Pará. Em folhas em decomposição de *E. grandis*, *E. saligna*, *Eucalyptus* sp. (SUTTON, 1980).

Harknessia globosa Sutton, **Mycol. Pap.**, v. 123, p. 15, 1971.

Natal, Rio Grande do Norte. Em mortas folhas de *E. globulus*, *E. robusta* (SUTTON, 1980).

Harknessia hawaiiensis Stev. & Young, **Bull. Bernice P. Bishop Mus** 19: 136 (1925)

Franca, São Paulo. Em folhas em decomposição de *E. robusta*, *E. grandis*, *E. paniculata*, *E. tereticornis*. Espírito Santo. Em *Eucalyptus* spp. (SUTTON, 1980).

Harknessia pseudohawaiiensis Crous & Carnegie, **Persoonia**, v. 28, p. 57, 2012.

Rio Claro, São Paulo. Em folhas de *E. microcorys* (LACERDA et al., 2019).

Melanconidaceae G. Winter

Melogramma Fr.

Melogramma gyrosum (Schwein.) Tul. & C. Tul., **Selecta Fungorum Carpologia**, v. 1, n. 87, 1863.

Brasil. Em *Eucalyptus* sp. (MENDES et al., 1998).

Pseudoplagiostomataceae Cheew., M.J. Wingf. & Crous

Pseudoplagiostoma Cheew., M.J. Wingf. & Crous

Pseudoplagiostoma eucalypti Cheew., M.J. Wingf. & Crous, **Fungal Diversity**, v. 44, p. 98, 2010.

≡ *Cryptosporiopsis eucalypti* Sankaran & B. Sutton, **Mycol. Res.**, v. 99, n. 7, p. 828, 1995.

Rio Claro, São Paulo. Em folhas de *E. microcorys* (LACERDA et al., 2018; LACERDA et al., 2019). Brasil. Causando manchas foliares em *E. grandis*, *E. saligna*. (FERREIRA et al., 1998).

Schizoparmaceae Rossman

Coniella Höhn.

Coniella castaneicola (Ellis & Everh.) B. Sutton, **The Coelomycetes**. Fungi imperfecti with pycnidia, acervuli and stromata, p. 420, 1980.

Brasil. Em folhas de *Eucalyptus* sp. (SUTTON, 1980). Brasil. Em *Eucalyptus* sp. (MENDES et al., 1998).

Coniella eucalyptorum (Crous & M.J. Wingf.) L.V. Alvarez & Crous, **Stud. Mycol.**, v. 85, p. 15, 2016.

≡ *Pilidiella eucalyptorum* Crous & M.J. Wingf., **Mycol. Res.**, v. 108, n. 3, p. 296, 2004.

Santa Catarina. Causando manchas foliares em *E. robusta*, *E. urophylla*, *E. grandis* x *urophylla* (*E. urograndis*) (AUER & SANTOS, 2009).

Coniella diplodiella (Speg.) Petr. & Syd., **Feddes Repert.**, Beih., v. 42, p. 460, 1927.

Rio Claro, São Paulo. Em folhas de *E. microcorys* (LACERDA et al., 2019).

Coniella fragariae (Oudem.) B. Sutton, **Mycol. Pap.**, v. 141, p. 47, 1977.

Bahia; São Paulo. Em *E. camaldulensis* (MENDES et al., 1998). Bahia. Em *C. citriodora* (MENDES et al., 1998). Bahia. Em *E. cloeziana* (MENDES et al., 1998). Bahia. Em *C. maculata* (MENDES et al., 1998). Rio de Janeiro. Em *E. pellita* (MENDES et al., 1998). Bahia. Em *E. urophylla* (MENDES et al., 1998).

Falcocladales R.H. Perera, Maharachch. & K.D. Hyde

Falcocladiaceae Somrithipol, E.B.G. Jones & K.L. Pang

Falcocladium S.F. Silveira, Alfenas, Crous & M.J. Wingf.

Falcocladium multivesiculatum S.F. Silveira, Alfenas, Crous & M.J. Wingf., **Mycotaxon**, v. 50, p. 448, 1994.

Espírito Santo. Em folhas em decomposição de *E. grandis* (CROUS et al., 1994).

Falcocladium sphaeropedunculatum Crous & Alfenas, **Afr. J. Bot.**, v. 63, n. 5, p. 287, 1997.

Amazonas; Monte Dourado, Pará. Em folhas de *Eucalyptus pellita* × *brassiana* (CROUS et al., 1997).

Glomerellales Chadef. ex Réblová, W. Gams & Seifert

Glomerellaceae Locq. ex Seifert & W. Gams

Colletotrichum Corda

Colletotrichum eucalypti Bitanc. (1927)

Brasil. Em *Eucalyptus* sp. (MENDES et al., 1998).

Colletotrichum gloeosporioides (Penz.) Penz. & Sacc., Atti Inst. **Veneto Sci. lett.**, v. 6, n. 2, p. 670, 1884.

Belo Oriente, Minas Gerais. Em plântulas e ramos de *E. grandis* (DIANESE et al., 1985). São Paulo, São Paulo. Em serapilheira de *Eucalyptus* sp. (WELLBAUM et al., 1999). Bahia; Minas Gerais; Pará. Em *E. grandis* (MENDES et al., 1998). Minas Gerais. Em *C. maculata* (MENDES et al., 1998). Minas Gerais. Em *E. pellita* (MENDES et al., 1998). Bahia; Pará. Em *E. urophylla* (MENDES et al., 1998).

Hypocreales Lindau

Bionectriaceae Samuels & Rossman

Acremonium Link

Acremonium polychromum (J.F.H. Beyma) W. Gams, **Cephalosporium-artige Schimmelpilze**, p. 81, 1971.

Brasília, DF. Em *C. citriodora* (MENDES et al., 1998).

Clonostachys Corda

Clonostachys rosea (Link) Schroers, Samuels, Seifert & W. Gams 1999

≡ *Gliocladium roseum* Bainier, **Bull. Soc. mycol. Fr.**, v. 23, p. 111, 1907.

Brasil. Em plântulas de *E. grandis* (STOWASSER & FERREIRA, 1997).

Ceratostomataceae G. Winter

Arxiomyces P.F. Cannon & D. Hawksw.

Arxiomyces vitis (Fuckel) P.F. Cannon & D. Hawksw., **Trans. Br. mycol. Soc.**, v. 81, n. 3, p. 644, 1983.

Viçosa, Minas Gerais. Causando manchas em troncos de *E. grandis* (FERREIRA et al., 2004).

Clavicipitaceae (Lindau) Earle

Polynema Lév.

Polynema asclepiadis (Bat. & Peres) Nag Raj & W.B. Kendr., **Can. J. Bot.**, v. 56, p. 713, 1978.

≡ *Belaina asclepiadis* Bat. & Peres, **Memórias da Sociedade broteriana N.S.**, v. 14, p. 50, 1961.

São Luís, Maranhão. Em folhas de *C. citriodora*, *Eucalyptus* sp. (SUTTON, 1980).

Hypocreaceae De Not.

Trichoderma Pers. ***Trichoderma hamatum*** (Bonord.) Bainier, **Bull. Soc. mycol. Fr.**, v. 22, n. 2, p. 131, 1906.

Lavras, São Paulo. Em folhas submersas de *Eucalyptus* sp. (WELLBAUM et al., 1999).

Trichoderma viride Pers., **Neues Mag. Bot.**, v. 1, p. 92, 1794.

São Paulo, São Paulo. Em folhas submersas de *Eucalyptus* sp. (WELLBAUM et al., 1999).

Nectriaceae Tul. & C. Tul.

Calonectria De Not

Calonectria brasiliensis (Bat. & Cif.) L. Lombard, M.J. Wingf. & Crous, **Stud. Mycol.**, v. 66, p. 19, 2010.

≡ *Cylindrocladium brasiliensis* (Bat. & Cif.) Peerally, **Bull. Fan Mem. Inst. Biol.**, v. 43, p. 427, 1974.

Brasil. Causando tombamento em árvores de *E. alba*; *C. citriodora*; *E. grandis*; *E. saligna*, *Eucalyptus* sp. (CROUS et al., 1991; LOMBARD et al., 2010; ALFENAS et al., 2015).

Calonectria candelabrum (Viégas) Rossman, L. Lombard & Crous, **Stud. Mycol.**, v. 80, p. 210, 2015.

≡ *Cylindrocladium candelabrum* Viégas, **Bragantia**, v. 6, p. 370, 1946.

Brasil. Causando manchas foliares em clones de *Eucalyptus* de *E. grandis* x *E. urophylla*, (FERREIRA et al., 2006a). Amazonas. Em *Eucalyptus* sp. (ALFENAS et al., 2015).; Santa Catarina. Em *E. benthamii* (SCHULTZ et al., 2015).

Calonectria eucalypticola R.F. Alfenas, L. Lombard & Crous, **Stud. Mycol.**, v. 80, p. 105, 2015.

Eunápolis, Bahia. Em folhas de *Eucalyptus* sp.; Santa Bárbara, Minas Gerais. Em plântulas de *Eucalyptus* sp. (ALFENAS et al., 2015).

Calonectria glaebricola R.F. Alfenas, L. Lombard & Crous, **Stud. Mycol.**, v. 80, p. 106, 2015.

Bico do Papagaio, Tocantins. Em folhas de *Eucalyptus* sp. (ALFENAS et al., 2015)

Calonectria gracilis Crous, M.J. Wingf. & Alfenas, **Mycotaxon**, v. 46, p. 224, 1993.

≡ *Cylindrocladium gracile* (Bugnic.) Boesew., **Trans. Br. mycol. Soc.**, v. 78, n. 3, p. 554, 1982.

Brasil. Em *Eucalyptus* spp. (BROWN & FERREIRA, 2000).

Calonectria ilicicola Boedijn & Reitsma, **Reinwardtia**, v. 1, p. 58, 1950.

Brasil. Em *E. cloeziana* (MENDES et al., 1998). Espírito Santo. Em *E. saligna* (MENDES et al., 1998). Brasil. Em *Eucalyptus* sp. (MENDES et al., 1998). Brasil. Em *E. urophylla* (MENDES et al., 1998).

Calonectria maranhensis R.F. Alfenas, L. Lombard & Crous, **Stud. Mycol.**, v. 80, p. 107, 2015.

Açailândia, Maranhão. Em *Eucalyptus* sp. (ALFENAS et al., 2015)

Calonectria propaginicola R.F. Alfenas, L. Lombard & Crous, **Stud. Mycol.**, v. 80, p. 115, 2015.

Santana, Pará. Em *Eucalyptus* sp. (ALFENAS et al., 2015)

Calonectria pseudocerciana R.F. Alfenas, L. Lombard & Crous, **Stud. Mycol.**, v. 80, p. 117, 2015.

Santana, Pará. Em *Eucalyptus* sp. (ALFENAS et al., 2015)

Calonectria pseudohodgesii R.F. Alfenas, L. Lombard & Crous, **Stud. Mycol.**, v. 80, p. 118, 2015.

Viçosa, Minas Gerais. Em *Eucalyptus* sp. (ALFENAS et al., 2015).

Calonectria pseudometrosideri R.F. Alfenas, L. Lombard & Crous, in Alfenas, Lombard, Pereira, Alfenas & Crous, **Stud. Mycol.**, v. 80, p. 118, 2015.

Açailândia, Maranhão. Em *Eucalyptus* sp. (ALFENAS et al., 2015).

Calonectria pteridis Crous, M.J. Wingf. & Alfenas, **Mycotaxon**, v. 46, p. 228, 1993.

São Paulo. Em *E. cloeziana* (MENDES et al., 1998). Bahia; Pará. Em *E. grandis* (MENDES et al., 1998). Imperatriz, Maranhão. Em *Eucalyptus* sp.; Monte Dourado, Pará. Em folhas de *Eucalyptus* sp. (ALFENAS et al., 2015)

Calonectria robigophila R.F. Alfenas, L. Lombard & Crous, **Stud. Mycol.**, v. 80, p. 123, 2015.

Açailândia, Maranhão. Em *Eucalyptus* sp. (ALFENAS et al., 2015).

Calonectria spathulata El-Gholl, Kimbr., E.L. Barnard, Alfieri & Schoult., **Mycotaxon**, v. 26, p. 159, 1986.

Brasil. Causando mancha foliar em *E. viminalis* (MENDES et al., 1998). Brasil. Em *E. viminalis*. (ALFENAS et al., 2015).

Chaetopsina Rambelli

Chaetopsina fulva Rambelli, **Diagn. IV**, v. 3, p. 5, 1956.

Rio Claro, São Paulo. Em folhas em decomposição de *E. punctata* (Este trabalho).

Chaetopsina splendida Sutton & Hodges, **Nova Hedwigia**, v. 27, p. 346, 1976.

Rio Claro, São Paulo. Em folhas em decomposição de *Eucalyptus* sp. (KIRK & SUTTON, 1985).

Cylindrocladium Morgan

Cylindrocladium clavatum Hodges & L.C. May, **Phytopathology**, v. 62, n. 8, p. 900, 1972.

Brasil. Causando tombamento em plântulas de *Eucalyptus* sp. (FERREIRA, 1991). Goiás. *E. camaldulensis*, *C. citriodora*, *E. cloeziana*, *E. grandis*, *C. maculata*, *E. pellita*, *E. pilularis*, *E. punctata*, *E. resinifera*, *E. robusta*, *E. tereticornis*, *C. torelliana*, *E. urophylla*. Monte Dourado, Pará. Em *E. deglupta* (BLUM et al., 1992). Brasília, DF. Em *C. citriodora* (MENDES et al., 1998). Brasil. Em *E. cloeziana* (MENDES et al., 1998). Brasília, DF; Rio de Janeiro. Em *E. grandis* (MENDES et al., 1998).

Cylindrocladium scoparium Morgan, **Bot. Gaz.**, v. 17, p. 191, 1892.

Brasília, Distrito Federal. Causando necroses em folhas de *Eucalyptus* sp. (BLUM & DIANESE, 1993); Goiás. *E. camaldulensis*, *C. citriodora*, *E. cloeziana*, *E. grandis*, *C. maculata*, *E. pellita*, *E. pilularis*, *E. punctata*, *E. resinifera*, *E. robusta*, *E. tereticornis*, *C. torelliana*, *E. urophylla*. Infectando sementes de *E. gracilis*, e causando tombamento em plântulas de *Eucalyptus* sp. (FERREIRA, 1991). Monte Dourado, Pará. Em *E. deglupta* (BLUM et al., 1992). Minas Gerais. Em *E. acmenioides* (MENDES et al., 1998). São Paulo. Em *E. alba* (MENDES et al., 1998). Minas Gerais. Em *E. cloeziana* (MENDES et al. 1998). Minas Gerais. Em *E. dunnii* (MENDES et al., 1998). Minas Gerais. Em *E. microcorys* (MENDES et al., 1998). Minas Gerais. Em *E. paniculata* (MENDES et al., 1998).

Cylindrocladium ovatum El-Gholl, Alfenas, Crous & T.S. Schub., **Can. J. Bot.**, v. 71, n. 3, p. 469, 1993.

Pará. Em folhas de *E. urophylla* (BLUM et al., 1992). Brasil. Em folhas de *Eucalyptus* sp. (VICTOR et al., 1997). Pará. Em *E. grandis*, *E. saligna* (MENDES et al., 1998). Pará. Em *C. torelliana* (MENDES et al., 1998).

Cylindrocladiella Boesew.

Cylindrocladiella infestans Boesew., **Can. J. Bot.**, v. 60, n. 11, p. 2290, 1982.

Brasil. Em folhas de *Eucalyptus* sp. (CROUS & WINGFIELD, 1993a; VICTOR et al., 1998).

Cylindrocladiella lageniformis Crous, M.J. Wingf. & Alfenas, *Mycol. Res.* 97(4): 441 (1993)

Aracruz, Espírito Santo. Em folhas de *Eucalyptus* sp. (CROUS & WINGFIELD, 1993a; VICTOR et al., 1998).

Cylindrocladiella peruviana (Bat., J.L. Bezerra & M.P. Herrera) Boesew., **Can. J. Bot.**, v. 60, n. 11, p. 2289, 1982.

Brasil. Em folhas de *Eucalyptus* sp. (VICTOR et al., 1998). Brasil. Em *Eucalyptus* sp. (MENDES et al., 1998).

Fusarium Link

Fusarium oxysporum Schltdl., **Fl. berol.**, v. 2, p. 139, 1824.

Paraná. Causando tombamento de plântulas em *E. grandis*, *E. viminalis* (AUER & SANTOS, 2009).

Gliocephalotrichum J.J. Ellis & Hesselt.

Gliocephalotrichum bacillisporum Decock & Huret, **Mycologia**, v. 98, n. 3, p. 493, 2006.

Rio Claro, São Paulo. Isolado de folhas de *E. microcorys* (LACERDA et al., 2018; LACERDA et al., 2019). Em folhas em decomposição de *E. punctata*, *E. microcorys* (Este trabalho).

Neocosmospora E.F. Sm.

Neocosmospora vasinfecta E.F. Sm., **Bulletin of the Division of Vegetable Physiology and Pathology U.S.**, v. 17, p. 45, 1899.

Brasília, DF. Em *E. grandis* (MENDES et al., 1998).

Microascales Luttr. ex Benny & Kimbr.

Ceratocystidaceae Locq. ex Réblová, W. Gams & Seifert

Ceratocystis Ellis & Halst.

Ceratocystis cacaofunesta Engelbr. & T.C. Harr., **Mycologia**, v. 97, n. 1, p. 64, 2005.

Botucatu, São Paulo. Em madeira, colonizando o xilema de híbridos de *E. grandis* x *E. urophylla* (FIRMINO et al., 2015).

Ceratocystis fimbriata Ellis & Halst., **Bull. New York Agricultural Experimental Station**, v. 76, p.14, 1890.

Brasil. Causando murcha em plântulas e cancro de *Eucalyptus* spp. (FERREIRA et al., 2006; TUMURA et al., 2012). Minas Gerais. Em hastes de *E. camaldulensis*, *E. dunnii*, *E. grandis*,

E. pellita, *E. saligna*, *E. tereticornis* e *E. urophylla* (MAFIA et al., 2011). Bahia. Em hastes de clones de *E. grandis* x *E. urophylla*; Minas Gerais. Em hastes de clones *E. grandis* x *E. urophylla* (FERREIRA et al., 2012). Bahia. Em hastes de clones de *E. urophylla* x *E. camaldulensis*; Minas Gerais. Em hastes de clones de *E. urophylla* x *E. camaldulensis* (FERREIRA et al., 2012).

Sporendocladia G. Arnaud ex Nag Raj & W.B. Kendr.

Sporendocladia bactrospora (W.B. Kendr.) M.J. Wingf., in Wingfield, Wyk & Wingfield, **Trans. Br. mycol. Soc.**, v. 89, n. 4, p. 515, 1987.

Rio Claro, São Paulo. Em folhas e cascas em decomposição de *E. urophylla* (Este trabalho).

Thielaviopsis Went

Thielaviopsis paradoxa (De Seynes) Höhn., *Hedwigia* 43: 295 (1904)

Brasil. Em *E. grandis* (MENDES et al., 1998). Brasil. Em *Eucalyptus* sp. (MENDES et al., 1998).

Parasymphodiellales Hern.-Rest., Gené, R.F. Castañeda & Crous

Parasymphodiellaceae Hern.-Rest., Gené, Guarro & Crous

Parasymphodiella Ponnappa

Parasymphodiella laxa (Subram. & Vittal) Ponnappa, **Trans. Br. mycol. Soc.**, v. 64, n. 2, p. 344, 1975.

Rio Claro, São Paulo. Em folhas e cascas em decomposição de *E. resinifera* (Este trabalho).

Pleurotheciales Réblová & Seifert

Pleurotheciaceae Réblová & Seifert

Phaeoisaria Höhn.

Phaeoisaria infrafertilis B. Sutton & Hodges, **Nova Hedwigia**, v. 27, p. 219, 1976.

Realeza, Minas Gerais. Em folhas em decomposição de *Eucalyptus* sp. (SUTTON & HODGES, 1976b).

Sordariales Chadeff. ex D. Hawksw. & O.E. Erikss.

Chaetomiaceae G. Winter, Rabenh.

Thermothelomyces Y. Marín, Stchigel, Guarro & Cano

Thermothelomyces thermophilus (Apinis) Y. Marín, Stchigel, Guarro & Cano, **Mycologia**, v. 107, n. 3, p. 630, 2015.

≡ *Chrysosporium thermophilum* (Apinis) Klopotek, **Archiv für Mikrobiologie**, v. 98, n. 4, p. 366, 1974.

Brasil. Em troncos de *Eucalyptus* spp. (AUER, 2007).

Sordariaceae G. Winter, Rabenh.

Neurospora Shear & B.O. Dodge

Neurospora discreta D.D. Perkins & N.B. Raju, **Exp. Mycol**, v. 10, p. 334, 1986.

Rio Claro, São Paulo. Em folhas de *E. microcorys* (LACERDA et al., 2018).

Trichosphaeriales M.E. Barr

Helminthosphaeriaceae Samuels, Cand. & Magni

Endophragmiella B. Sutton

Endophragmiella pulchra (B. Sutton & Hodges) P.M. Kirk, **Trans. Br. mycol. Soc.**, v. 78, n. 2, p. 298, 1982.

≡ *Chaetendophragmiopsis pulchra* B. Sutton & Hodges, **Nova Hedwigia**, v. 29, n. 3-4, p. 598, 1978.

Paulista, Pernambuco. Em folhas em decomposição de *C. citriodora*. (SUTTON & HODGES, 1978).

Trichosphaeriaceae G. Winter

Nigrospora Zimm.

Nigrospora oryzae (Berk. & Broome) Petch, **J. Indian bot. Soc.**, v. 4, p. 24, 1924.

São Paulo, São Paulo. Em folhas submersas de *Eucalyptus* sp. (WELLBAUM et al., 1999).

Rio Claro, São Paulo. Em folhas de *E. microcorys* (LACERDA et al., 2018; LACERDA et al., 2019).

Xenospadicoidales Hern.-Restr., J. Mena & Gené

Xenospadicoidaceae Hern.-Restr., J. Mena & Gené

Spadicoides S. Hughes

Spadicoides curvularioides B. Sutton & Hodges, **Nova Hedwigia**, v. 29, p. 604, 1978.

Monte Alegre, Paraná. Em folhas em decomposição de *E. grandis* (SUTTON & HODGES, 1978).

Xylariales Nannf.

Beltraniaceae Nann.

Beltrania Penz.

Beltrania rhombica Penz., **Nuovo G. bot. ital.**, v. 14, n. 2, p. 72, 1882.

São Paulo, São Paulo. Em folhas submersas de *Eucalyptus* sp. (WELLBAUM et al., 1999).
 Rio Claro, São Paulo. Em folhas em decomposição de *E. resinifera*, *E. grandis* (Este trabalho).

Hemibeltrania Piroz.

Hemibeltrania saikawae R.F. Castañeda, W.B. Kendr. & Guarro, **Mycol. Res.**, v. 102, n. 8, p. 930, 1998.

Rio Claro, São Paulo. Em folhas em decomposição de *E. paniculata* (Este trabalho).

Castanediellaceae Hern.-Restr., Guarro & Crous

Castanediella Hern.-Restr., Crous & M.J. Wingf.,

Castanediella eucalypti Crous, Hern. -Restr. & M.J. Wingf., **Persoonia**, v. 34, p. 189, 2015.

Rio Claro, São Paulo. Em folhas de *E. microcorys* (LACERDA et al., 2019).

Castanediella eucalypticola Crous & M.J. Wingf., **Persoonia**, v. 36, p. 351, 2016.

Rio Claro, São Paulo. Em folhas de *E. microcorys* (LACERDA et al., 2018).

Graphostromataceae M.E. Barr, J.D. Rogers & Y.M. Ju

Biscogniauxia Kuntze

Biscogniauxia nummularia (Bull.) Kuntze, **Revisio generum plantarum**, v. 2, p. 398, 1891.

Viçosa, Minas Gerais. Em troncos de *Eucalyptus* sp. (MAFIA et al., 2003).

Hypoxylaceae DC.

Annulohypoxylon Y.M. Ju, J.D. Rogers & H.M. Hsieh

Annulohypoxylon moriforme (Henn.) Y.M. Ju, J.D. Rogers & H.M. Hsieh, **Mycologia** 97(4): 859 (2005)

≡ *Hypoxylon moriforme* var. *moriforme* Henn., **Bot. Jb**, v. 23, p. 287, 1896.

Rio Claro, São Paulo. Em folhas de *E. microcorys* (LACERDA et al., 2018).

Annulohypoxylon stygium (Lév.) Y.M. Ju, J.D. Rogers & H.M. Hsieh, **Mycologia**, v. 97, n. 4, p. 861, 2005.

≡ *Hypoxylon stygium* (Lév.) Sacc., **Syll. fung.** (Abellini), v. 1, p. 379, 1882.

Viçosa, Minas Gerais. Em troncos de *Eucalyptus* sp. (MAFIA et al., 2003).

Microdochiaceae M. Hern.-Restr., Crous & J.Z. Groenew.

Microdochium Syd. & P. Syd.

Microdochium cilíndricoum B. Sutton & Hodges, **Nova Hedwigia**, v. 27, p. 216, 1976.

Realeza, Minas Gerais. Em folhas em decomposição de *Eucalyptus* sp. Aracruz, Espírito Santo, Serra, Espírito Santo; Rio Claro, São Paulo. Em folhas em decomposição de *Eucalyptus* sp. (SUTTON & HODGES, 1976b)

Microdochium falcatum B. Sutton & Hodges, **Nova Hedwigia**, v. 27, p. 217, 1976.

≡ *Idriella falcata* (B. Sutton & Hodges) Arx, **Sydowia**, v. 34, p. 36, 1981.

Monte Dourado, Pará. Em folhas em decomposição de *E. tereticornis*; Florianópolis, Santa Catarina, Brasil. Em folhas em decomposição de *E. robusta* (SUTTON & HODGES, 1976b).

Microdochium griseum B. Sutton, Piroz. & Deighton, Canadian Journal of Botany 50 (9): 1906 (1972)

Rio Claro, São Paulo; Monte Dourado, São Paulo; Tijuca Forest, Rio de Janeiro. Em folhas em decomposição de *Eucalyptus* sp. (SUTTON & HODGES, 1976b).

Xyladictyochaetaceae Crous & Hern.-Restr.

Xyladictyochaeta Hern.-Restr., R.F. Castañeda & Gené

Xyladictyochaeta lusitanica Hern.-Restr., R.F. Castañeda & Gené, **Stud. Mycol.**, v. 86, p. 94, 2017.

Rio Claro, São Paulo. Em folhas em decomposição de *E. microcorys* (LACERDA et al., 2019).

Xylariaceae Tul. & C. Tul.

Nemania Gray

Nemania abortiva J.D. Rogers, Y.M. Ju & Hemmes, **Sydowia**, v. 58, n. 2, p. 294, 2006.

Rio Claro, São Paulo. Em folhas de *E. microcorys* (LACERDA et al., 2018).

Nemania diffusa (Sowerby) Gray, **Nat. Arr. Brit. Pl.**, v.1, p. 517, 1821.

Rio Claro, São Paulo. Em folhas de *E. microcorys* (LACERDA et al. 2018; LACERDA et al. 2019).

Virgaria Nees

Virgaria nigra (Link) Nees, Syst. **Pilze** (Würzburg), p. 54, 1816.

Rio Claro, São Paulo. Em cascas em decomposição de *E. urophylla* (Este trabalho).

Xylaria Hill ex Schrank

Xylaria apiculata Cooke, **Grevillea**, v. 8, n. 46, p. 66, 1879.

São Paulo. Em *Eucalyptus* sp. (MENDES et al., 1998). Rio Claro, São Paulo. Em folhas de *E. microcorys* (LACERDA et al., 2018).

Xylaria berteroi (MEMT.) Cooke, **Grevillea**, v. 11, n. 60, p.126, 1883.

Rio Claro, São Paulo. Em folhas de *E. microcorys* (LACERDA et al., 2018).

Xylaria globosa (Pers.) Mont., 1855.

Rio Claro, São Paulo. Em folhas de *E. microcorys* (LACERDA et al., 2018).

Incertae sedis

Cacumisporium Preuss

Cacumisporium pleuroconídiophorum (Davydkina & Melnik) R.F. Castañeda, Heredia & Iturr., **Mycotaxon**, v. 100, p. 332, 2007.

Rio Claro, São Paulo. Em folhas em decomposição de *E. urophylla*. (Este trabalho).

Chalara (Corda) Rabenh.

Chalara laevis (B. Sutton & Hodges) P.M. Kirk, **Kew Bulletin**, v. 38, n. 4, p. 580, 1984.

≡ *Chaetochalara laevis* Sutton & Hodges, **Nova Hedwigia**, v. 27, n. 1-2, p. 343, 1976.

Rio Claro, São Paulo. Em mortas folhas de *Eucalyptus* sp. (SUTTON & HODGES, 1976a).

Cryptophiale Piroz.

Cryptophiale kakombensis Pirozinsky, **Can. J. Bot.**, v. 46, p. 1124, 1968.

Rio Claro, São Paulo. Em folhas em decomposição de *E. urophylla*, *E. paniculata*, *E. resinifera*, *E. grandis* (Este trabalho).

Cryptophiale manifesta B. Sutton & Hodges, **Nova Hedwigia**, v. 27, p. 343, 1976.

≡ *Cryptophialoidea manifesta* (B. Sutton & Hodges) Kuthub. & Nawawi, **Mycol. Res.**, v. 98, p. 688, 1994.

Linhares, Espírito Santo. Em folhas em decomposição de *E. urophylla*; Serra, Espírito Santo. Em folhas em decomposição de *E. grandis* (SUTTON & HODGES, 1976a).

Cryptophiale udagawe Pirozinsky & Ichinoe, **Can. J. Bot.**, v. 46, p. 1126, 1968.

Rio Claro, São Paulo. Em folhas em decomposição de *E. urophylla*, *E. paniculata*, *E. resinifera*, *E. grandis* (Este trabalho).

Cercosperma G. Arnaud ex B. Sutton & Hodges

Cercosperma arnaudii B. Sutton & Hodges, **Nova Hedwigia**, v. 35, p. 800, 1981.

Monte Dourado, Pará. Em folhas em decomposição de *Eucalyptus* sp.; São Luís, Maranhão. Em folhas em decomposição de *Eucalyptus* sp. (SUTTON, 1981).

Ellisembia Subram.

Ellisembia adscendens (Berk.) Subram., Proc. Indian natn Sci. Acad., Part B. **Biol. Sci.**, v. 58, n. 4, p. 183, 1992.

Rio Claro, São Paulo. Em galhos em decomposição de *E. resinifera* (Este trabalho).

Inesiosporium R.F. Castañeda & W. Gams

Inesiosporium mauiense (B. Sutton & Hodges) R.F. Castañeda & W. Gams, **Nova Hedwigia**, v. 64, n. 3-4, p. 490, 1997.

Rio Claro, São Paulo. Em folhas em decomposição e cascas de *E. grandis* (Este trabalho).

Kionochaeta P.M. Kirk & B. Sutton

Kionochaeta ramifera (Matsush.) P.M. Kirk & B. Sutton, **Trans. Br. mycol. Soc.**, v. 85, n. 4, p. 715, 1985.

≡ *Chaetopsina ramifera* Matsushima, **Microfungi of the Solomon Islands and Papua-New Guinea** (Osaka), p. 13, 1971.

Viçosa, Minas Gerais. Em folhas em decomposição de *E. grandis* (KIRK & SUTTON, 1985). Rio Claro, São Paulo. Em folhas em decomposição de *E. punctata* (Este trabalho).

Kionochaeta spissa P.M Kirk & B. Sutton, **Trans. Br. mycol. Soc.**, v. 85, n. 4, p.715, 1986.

Rio Claro, São Paulo. Em folhas em decomposição de *E. urophylla*, *E. microcorys*, *E. punctata*, *E. resinifera*, *E. grandis* (Este trabalho).

Gampsonema Nag Raj

Gampsonema exile (Tassi) Nag Raj, **Canadian Journal of Botany**, v. 53, n.16, p. 1623, 1975.

Brasil. Em folhas em decomposição de *E. grandis*, *E. paniculata*, *E. robusta*, *E. saligna* (SUTTON, 1980).

Gyrothrix (Corda) Corda

Gyrothrix circinata (Berk. & M.A. Curtis) S. Hughes, **Can. J. Bot.**, v. 36, p. 771, 1958.

Rio Claro, São Paulo. Em cascas em decomposição de *E. punctata* (Este trabalho).

Gyrothrix podosperma (Corda) Rabenh., **Deutschl. Krypt.-Fl.**, (Leipzig), v. 1, p. 72, 1844.

Rio Claro, São Paulo. Em folhas em decomposição de *E. resinifera* (Este trabalho).

Monodictys S. Hughes

Monodictys castaneae (Wallr.) S. Hughes, **Can. J. Bot.**, v. 36, p. 785, 1958.

São Paulo, São Paulo. Em folhas submersas de *Eucalyptus* sp. (WELLBAUM et al., 1999).

Mycotribulus Nag Raj & W.B. Kendr.

Mycotribulus mirabilis Nag Raj & W.B. Kendr., **Can. J. Bot.**, v. 48, n. 12, p. 2219, 1970.

Recife, Pernambuco. Em folhas em decomposição de *E. grandis*, *Eucalyptus* sp. (SUTTON, 1980).

Neoeriomycopsis Crous & M.J. Wingf.

Neoeriomycopsis aristata (B. Sutton & Hodges) Crous & M.J. Wingf., **Persoonia**, v. 34, p. 207, 2015.

≡ *Eriomycopsis aristata* B. Sutton & Hodges, **Nova Hedwigia**, v. 29, p. 600, 1978.

São Luis, Maranhão. Em folhas mortas de *Eucalyptus* sp. (SUTTON & HODGES, 1978).

Neothyriopsis Crous

Neothyriopsis sphaerospora (Marasas) Crous, **Stud. Mycol.**, v. 94, p. 203, 2019.

≡ *Thyriopsis sphaerospora* Marasas, **Bothalia**, v. 9, p. 206, 1966.

Brasília, DF. Isolado de folhas *E.grandis* x *E. urophylla* (CÂMARA & DIANESE, 1994).

Paliphora Sivan. & B. Sutton

Paliphora intermedia Alcorn, **Mycotaxon**, v. 59, p. 145, 1996.

Rio Claro, São Paulo. Em folhas e cascas em decomposição de *E. grandis* (Este trabalho).

Pappimyces B. Sutton & Hodges

Pappimyces hastatus B. Sutton & Hodges, **Nova Hedwigia**, v. 26, p. 528, 1975.

Viçosa, Minas Gerais. Em folhas em decomposição de *E. paniculata* (SUTTON & HODGES, 1975b).

Polyscytalum Riess

Polyscytalum truncatum B. Sutton & Hodges, **Nova Hedwigia**, v. 28, p. 487, 1977.

Bauru, São Paulo. Em folhas em decomposição de *E. paniculata*. Aracruz, Espírito Santo. Em folhas decomposição de *C. citriodora*, *E. saligna*. Itabira, Minas Gerais. Em folhas em decomposição de *E. grandis*. Cidreira, Rio Grande do Sul. Em folhas em decomposição de *E. robusta*. Linhares, Espírito Santo. Em folhas decomposição de *E. urophylla*. Três Barras, Paraná. Em folhas em decomposição de *E. viminalis* (SUTTON & HODGES, 1977). Em folhas em decomposição de *E. punctata* (Este trabalho).

Pseudotracylla B. Sutton & Hodges

Pseudotracylla dentata B. Sutton & Hodges, **Nova Hedwigia**, v. 27, p. 699, 1976.

Paulista, Pernambuco. Em folhas em decomposição de *C. citriodora* (SUTTON & HODGES, 1976).

Rhexoampullifera P.M. Kirk

Rhexoampullifera subglobosa R.F. Castañeda, Gené & Guarro, **Mycologia**, v. 93, n. 1, p. 169, 2001.

Rio Claro, São Paulo. Em cascas em decomposição de *E. grandis* (Este trabalho).

Speiropsis Tubaki

Speiropsis scopiformis Kuthub. & Nawawi, **Trans. Br. mycol. Soc.**, v. 89, n. 4, p. 584, 1987.

Rio Claro, São Paulo. Em folhas em decomposição de *E. microcorys*, *E. punctata* (Este trabalho).

Selenosporella G. Arnaud ex MacGarvie

Selenosporella acicularis B. Sutton & Hodges, **Nova Hedwigia**, v. 28, p. 490, 1977.

Paulista, Pernambuco. Em folhas em decomposição de *C. citriodora* (SUTTON & HODGES, 1977).

Subulispora Tubaki

Subulispora longistrostrata Nawaki & Kuthub. **Mycotaxon**, v. 30, p. 459, 1987.

Rio Claro, São Paulo. Em folhas em decomposição de *E. urophylla*, *E. resinifera* (Este trabalho).

Umbellidion B. Sutton & Hodges

Umbellidion radulans B. Sutton & Hodges, **Nova Hedwigia**, v. 26, p. 532, 1975.

Itabira, Minas Gerais. Em folhas em decomposição de *E. grandis*. Serra, Espírito Santo. Em folhas em decomposição de *E. grandis*. Viçosa, Minas Gerais; Curuá-Una, Pará; Rio Claro, São Paulo. Em folhas em decomposição de *E. paniculata* (SUTTON & HODGES, 1975b). Em folhas em decomposição de *E. microcorys*, *E. punctata*, *E. resinifera*, *E. urophylla* (Este trabalho).

Zanclospora S. Hughes & W.B. Kendr.

Zanclospora austroamericana B. Sutton & Hodges, **Nova Hedwigia**, v. 26, p. 522, 1975.

Rio Claro, São Paulo. Em cascas em decomposição de *E. propinqua* (SUTTON & HODGES, 1975a).

Zanclospora novae-zelandiae Hughes & Kendrick N.Z. **Jl Bot.**, v. 3, p. 152, 1965.

Rio Claro, São Paulo. Em cascas em decomposição de *E. punctata* (Este trabalho).

Zopheromyces B. Sutton & Hodges

Zopheromyces fasciatus B. Sutton & Hodges, **Nova Hedwigia**, v. 28, p. 496, 1977.

Florianópolis, Santa Catarina. Em folhas em decomposição de *E. robusta*, *E. saligna*. Cidreira, Rio Grande do Sul. Em folhas em decomposição de *E. robusta* (SUTTON & HODGES, 1977).

Os microfungos de *Eucalyptus* possuem aproximadamente 10.000 registros em todo o mundo, associados a mais de 300 espécies de *Eucalyptus* (SANKARAN & HUSSAIN, 2019). Devido à excelente madeira para matéria-prima, produção de celulose, propriedades químicas e físicas para a produção de carvão vegetal e óleos essenciais, *E. grandis* e *E. microcorys* são as

espécies mais cultivadas no Brasil (MORA, 2000; OLIVEIRA et al., 2014; LACERDA et al., 2018).

A região sudeste do Brasil, é considerada o “berço dos eucaliptos”, devido à introdução antecipada desta árvore para uso na empresa ferroviária de São Paulo e uma alternativa de reflorestamento (MARTINI, 2004; LACERDA et al., 2018). A maioria desses fungos foi descrita nessas regiões (Figura 14) devido à presença de plantações de eucaliptos e ao impacto econômico para esta cultura.

As famílias Nectriaceae e Mycosphaerellaceae são caracterizadas pelo número expressivo de fungos fitopatogênicos, que causam destruição em diversas culturas em todo o mundo, incluindo plantações comerciais de eucaliptos (DEAN et al., 2012; TEODORO et al. 2012). Estudos recentes apontaram o complexo de espécies de *Calonectria* (Nectriaceae) como uma doença emergente no Brasil, que causa tombamento, podridão do corte, podridão da raiz e desfolha em plantações de eucalipto (ALFENAS et al., 2015).

Da mesma forma, as espécies de *Mycosphaerella* (Mycosphaerellaceae) e *Teratosphaeria* (Teratosphaeriaceae) são agentes causais da queima das folhas e desfolha em eucaliptos (TEODORO et al., 2012). A doença de *Mycosphaerella* foi uma das primeiras a causar danos às plantações de eucalipto fora do continente nativo (LUNDQUIST & PURNELL, 1987, CROUS et al., 2006a). Essas doenças têm um efeito importante na produção de mudas e nos programas de plantio subsequentes (BROWN & FERREIRA, 2000). De acordo com Alfenas et al. (2015), o uso de genótipos resistentes é o método mais eficaz para o controle dessas doenças.

A ordem Xylariales é geralmente reconhecida pela produção de estroma bem desenvolvido e é considerada decompositores de madeira ubíquos e são frequentemente relatados como endófitos de plantas (SMITH et al., 2003; STADLER, 2011; RAJULU et al., 2016), incluindo *Eucalyptus* (LACERDA et al., 2018; LACERDA et al., 2019). Diaporthales é uma ordem relacionada aos Sordariomycetes, que inclui patógenos notórios como os teleomorfos de *Cytospora* e *Valsa*, comumente encontrados em eucalipto (ADAMS et al., 2005; ROSSMAN et al. 2007; SOGONOV et al., 2008). Um dos fungos mais comuns relatado em *Eucalyptus* é *Cytospora eucalypticola*, frequentemente relatada na África do Sul, que causa cancro e morte de árvores de eucalipto (ADAMS et al., 2005). Esse fungo também é relatado por Lacerda et al. (2018, 2019) como endófito em *E. microcorys*.

Eurotiales é uma ordem relativamente grande, que possui diversos fungos economicamente importantes, tendo impacto positivo e negativo nas atividades humanas (HOUBRAKEN et al., 2020). Os gêneros *Penicillium* e *Aspergillus* são comuns e foram encontrados como sapróbios e

endófitos no Brasil, em *Eucalyptus* (WELLBAUM et al., 1999; AUER, 2007; LACERDA et al., 2019).

Os estudos taxonômicos sistemáticos sobre microfungos de *Eucalyptus* no Brasil começaram com Sutton & Hodges (1975) baseados apenas em características morfológicas. A maioria dos fungos descritos por eles ainda são incertae sedis. Nesse contexto, esse perfil chama a atenção para a necessidade de novos estudos, com essas técnicas revisadas, pois, essa abordagem não representa uma diversidade completa, devido à variação morfológica, fisiológica e ao número limitado de marcadores morfológicos, como forma de esporos/ conídios, tamanho, septação e espécies crípticas (VERKLEY et al., 2004; RODRIGUEZ et al., 2004; HYDE et al., 2010; RAJA et al., 2017; MAIA et al., 2020).

Desde a primeira compilação de Crous et al. (1989) em que registrou 36 espécies ocorrendo no Brasil, esta compilação mostra a atual diversidade de ascomicetos em *Eucalyptus* spp., bem como, o aumento de plantações de eucalipto em todo o país e novos estudos, consequentemente aumentarão as oportunidades de encontrar esses fungos em novos habitats (CHEEWANGKOON et al., 2009).

5 CONCLUSÕES

Os resultados obtidos a partir deste estudo evidenciam que:

A FEENA apresenta uma notória diversidade de fungos ascomicetos, sendo possível realizar o registro de uma nova espécie do gênero *Kylindria* e três novos registros para o Brasil e América do Sul, mesmo o eucalipto sendo uma monocultura e a área apresentando ação antrópica.

As espécies de eucalipto com mais microfungos coletados foram *E. punctata* e *E. resinifera* com 14 táxons, *E. grandis* e *E. urophylla* com 11 táxons. As folhas de *Eucalyptus* foram o substrato com maior número de fungos coletados, totalizando 26 táxons.

O checklist realizado demonstrou que a comunidade de fungos do eucalipto no Brasil é subestimada, e necessita de estudos posteriores para alcançar números mais expressivos.

A região Sudeste, devido aos maiores incentivos financeiros e a presença de estudiosos desta cultura, apresentou o maior número de registros de microfungos em relação às outras regiões.

Além disso, devido aos fungos fitopatogênicos impactarem diretamente na produção do eucalipto, constituíram o maior número de espécies registradas.

REFERÊNCIAS

- ABRUNHOSA, L.; MORALES, H.; SOARES, C.; CALADO, T.; VILA-CHÃ, A. S.; PEREIRA, M.; VENÂNCIO, A. A Review of Mycotoxins in Food and Feed Products in Portugal and Estimation of Probable Daily Intakes. **Critical Reviews in Food Science and Nutrition**, v. 56, n. 2, p. 249–265, 2014.
- ADAMS, G.C.; WINGFIELD, M.J.; COMMON, M.J.; ROUX, J. Phylogenetic relationships and morphology of *Cytospora* species and related teleomorphs (Ascomycota Diaporthales, Valsaceae) from *Eucalyptus*. **Studies on Mycology**, v. 52, p. 1–147, 2005.
- ADL, S. M.; BASS, D.; LANE, C. E.; LUKEŠ, J.; SCHOCH, C. L.; SMIRNOV, A. et al. Revisions to the classification, nomenclature, and diversity of eukaryotes. **Journal of Eukaryotic Microbiology**, v. 66, p. 4–119, 2018.
- AUER, C.G.; KRUGNER T.L. Survey of *Valsa ceratosperma* and *Cryphonectria cubensis* in *Eucalyptus grandis* cankers at three sites in São Paulo. **Boletim de Pesquisa Florestal**, v. 28, n. 29, p. 3-10, 1994.
- AUER, C.G. Growth and germination of some thermophilic fungi isolated from eucalypt wood chips. **Pesquisa Florestal Brasileira**, v. 54, p. 149-152, 2007.
- AUER, C. G.; dos - SANTOS, A. F. Principais doenças em espécies de eucalipto utilizadas para a produção de energia na Região Sul do Brasil. In: AUER, C.G.; Dos SANTOS, A.F. 2011. Doenças em eucaliptos destinados à produção de energia na região Sul do Brasil. **Pesquisa florestal brasileira**, Colombo, v. 31, n. 68, p. 373-379, 2009.
- AKPAJA, E.O.; OKHUOYA, J.A.; EHWERHEFERERE, B.A. Ethnomycology and Indigenous Uses of Mushrooms Among the Bini-Speaking People of Nigeria: A Case Study of Aihuobabekun Community Near Benin City, Nigeria. **International Journal of Medicinal Mushrooms**, v. 7, p. 373-374, 2005.
- ALEXOPOULOS, C. J.; MIMS, C. J.; BLACKWELL. M. **Introductory mycology**. New York: J. Wiley, 4.ed, p. 880, 1996.
- ALFENAS, R. F.; LOMBARD, L.; PEREIRA, O. L.; ALFENAS, A. C.; CROUS, P. W. Diversity and potential impact of *Calonectria* species in *Eucalyptus* plantations in Brazil. **Studies in Mycology**, v. 80, p. 89–130, 2015.
- ALFENAS, R. F.; FREITAS, R. G.; PEREIRA, O. L.; COUTINHO, M. M.; ZARPELON, T. G.; CÂNDIDO, T. S.; ALFENAS, A. C. Screening of *Corymbia* and *Eucalyptus* species for resistance to *Calonectria pteridis* leaf blight. **Forest Pathology**, v. 46, n. 1, p. 76–81, 2016.

- ALVES, L.; OLIVEIRA, V.L.F.de.; SILVA FILHO, G.N. Utilization of rocks and ectomycorrhizal fungi to promote growth of eucalypt. **Brazilian Journal of Microbiology**, v. 41, n. 3, p. 676-684, 2010.
- ALMEIDA, D.A.C.; GUSMÃO, L.F.P. New records of *Phaeoisaria triseptata* and *Spadicoides heterocolorata* for Brazil. **Studies in Fungi**, v. 1, n. 1, p. 99–103, 2016.
- ANDERSON, J. B.; KOHN, L. M. **Dikaryons, diploids, and evolution**. In: Sex in Fungi American Society of Microbiology, p. 333-348, 2007.
- ARIYAWANSA, H. A.; HAWKSWORTH, D. L.; HYDE, K. D.; JONES, E. B. G.; MAHARACHCHIKUMBURA, S. S. N.; MANAMGODA, D. S. et al. Epitypification and neotypification: guidelines with appropriate and inappropriate examples. **Fungal Diversity**, v. 69, n. 1, p. 57–91, 2014.
- ARAMBARRI, M.; CABELLO, M.N. A numerical taxonomic study of some phialidic genera of hyphomycetes: cluster analysis. **Mycotaxon**, v. 34, p. 679-696, 1989.
- AVERILL, C.; BATHNAGAR, J.M.; DIETZE, M.C.; PEARSE, W.D.; KIVLIN, S.N. Global imprint of mycorrhizal fungi on whole-plant nutrient economics. **Proceedings of the National Academy Sciences of the United States of America**, v. 116, n. 46, p. 23163–23168, 2019.
- AWETO, A.O.; MOLEELE, N.M. Impact of *Eucalyptus camaldulensis* plantation on an alluvial soil in south eastern Botswana. **International Journal of Environmental Studies**, v. 62, n. 2, p. 163–170, 2005.
- BABU, P. D.; SUBSHASREE, R.S. The Sacred Mushroom “Reishi”-A Review. **American-Eurasian Journal of Botany**, v. 1, n. 3, p. 107-110, 2008.
- BARBOSA, F. R.; MAIA, L. C.; GUSMÃO, L. F. P. Fungos conidiais associados ao folheto de *Clusia melchiorii* Gleason e *C. nemorosa* G. Mey. (Clusiaceae) em fragmento de Mata Atlântica, BA, Brasil. **Acta Botânica Brasilica**, v. 23, n. 1, p. 79-84, 2009.
- BARBOSA, F.R.; RAJA, H.A.; SHEARER, C.A.; GUSMÃO, L. F. P. 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.
- BHAT, D.J.; SUTTON, B.C. 1985. Some ‘phialidic’ hyphomycetes from Ethiopia. **Transactions of British mycology Society**, v. 84, n. 4, p.728, 1985.
- BHAT, D.J.; SUTTON, B.C. New and interesting hyphomycetes from Ethiopia. **Transactions of British mycology Society**, v. 85, p. 107-122, 1985a.
- BEDON, F.; MAJADA, J.; FEITO, I.; CHAUMEIL, P.; DUPUY, J.-W.; LOMENECH, A.-M. et al. Interaction between environmental factors affects the accumulation of root proteins in

- hydroponically grown *Eucalyptus globulus* (Labill.). **Plant Physiology and Biochemistry**, v. 49, n. 1, p. 69–76, 2011.
- BEKELE, M. Forest plantations and woodlots in Ethiopia. **African Forest Forum Working Paper Series**, v. 1, p. 52, 2011.
- BLACKWELL, M.; VEGA, F.E. Lives within lives: Hidden fungal biodiversity and the importance of conservation. **Fungal Ecology**, v. 35, p. 127-134, 2018.
- BLUM, L. E. B.; DIANESE, J. C.; BOITEUX, L. S.; FERREIRA, S. B. R. S. Seleção de procedências de eucalipto resistentes a oídio, em casa de vegetação. **Fitopatologia Brasileira**, v. 16, p. 211-214, 1991.
- BLUM, L. E. B.; DIANESE, J. C.; COSTA, C. L. Comparative pathology of *Cylindrocladium clavatum* and *C. scoparium* on *Eucalyptus* spp. and screening of *Eucalyptus* provenances for resistance to *Cylindrocladium* damping-off. **International Journal of Pest Management**, v. 38, p. 155-159, 1992.
- BLUM, L. E. B.; DIANESE, J. C. Susceptibility of different *Eucalyptus* genotypes to artificial leaf-inoculations with *Cylindrocladium scoparium* and *C. clavatum*. **Forest Pathology**, v. 23, n. 5, p. 276–280, 1993.
- BROOKER, M.I.H. A New Classification of the Genus *Eucalyptus* L'Hér. (Myrtaceae). **Australian Systematic Botany**, v. 13, p. 79-148, 2000.
- BROWN, B.N.; FERREIRA, F.A. Disease during propagation of *Eucalyptus*. In: P.J. Keane, G.A. Kile, F.D. Podger & B.N. Brown (Eds.). **Diseases and pathogens of Eucalyptus**. CSIRO Publishing, Collingwood, Australia. P. 604, 2000.
- BURNETT, J.H. **Fungal Population and Species**. Oxford University Press, Oxford, p. 162–184, 2003.
- CAI, L.; HYDE, K. D. Anamorphic fungi from freshwater habitats in China: *Dictyosporium tetrasporum* and *Exserticlava yunnanensis* spp. nov., and two new records for *Pseudofuscophialis lignicola* and *Pseudobotrytis terrestris*. **Mycoscience**, v. 48, n. 5, p. 290–296, 2007.
- CÂMARA, M. P. S.; DIANESE, J. C. *Thyriopsis sphaerospora* on leaves of *Eucalyptus* sp. in Brasília, Distrito Federal, a new record for Brazil. **Fitopatologia Brasileira**, v. 19, p. 106-108, 1994.
- CAMINO-VILARO, M.; CASTRO-HERNANDEZ, L.; ABREU-HERRERA, Y.; MENA-PORTALES, J.; CANTILLO-PEREZ, T. Fungi associated with invasive plant species in Cuba. **Phytotaxa**, v. 419, n. 3, p. 239-267, 2019.

- CÂNDIDO, T.S.; DA SILVA, A.C.; GUIMARÃES, L.M.S.; FERRAZ, H.G.M.; BORGES JÚNIOR, N.; ALFENAS, A.C. *Teratosphaeria pseudoeucalypti* on eucalyptus in Brazil. **Tropical Plant Pathology**, v. 39, p. 407-412, 2014.
- CASTAÑEDA, R.F. **Fungi Cubenses II**. Instituto de Investigaciones Fundamentales en Agricultura Tropical “Alejandro de Humboldt”, Habana, Cuba. p.1-53, 1987.
- CASTAÑEDA, R.F. **Fungi Cubenses III**. Instituto de Investigaciones Fundamentales en Agricultura Tropical “Alejandro de Humboldt”, Habana, Cuba, p. 1-27, 1988.
- CASTAÑEDA, R.F.; KENDRICK, B. Conidial fungi from Cuba: II. **University of Waterloo Biology Series**, v. 33, p. 1-62, 1990.
- 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, R.F.; GENÉ, J.; GUARRO, J. *Amanita imazekii* - a new species in *Amanita* section *Caesareae*. **Mycologia**, v. 93, n. 1, p. 168-170, 2001.
- CASTAÑEDA-RUIZ, R.F.; ITURRIAGA, T.; MINTER, D.W.; SAIKAWA, M.; VIDAL, G.; VELAZQUEZ-NOA, S. Microfungi from Venezuela, A new species of *Brachydesmiella*, a new combination, and new records. **Mycotaxon**, v. 85, p. 211-229, 2003.
- CASTAÑEDA-RUIZ, R. F.; HEREDIA, G.; GUSMÃO, L.P.F.; LI, DE-WEI. Fungal Diversity of Central and South America, in: **Biology of Microfungi** (De-Wei Li ed.). Springer International Publishing AG Switzerland, p. 197-217, 2016.
- CASTELLANO, G.R.; CAMARINHO, R.J.; TIMONI, J.L.; MAGALHÃES, R.W. Eucaliptos da floresta estadual coleção de talhões. São Paulo, p. 61, 2016.
- CASTELLANO, G.R.; CAMARINHO, R.J. **Coleção centenária de eucaliptos na Floresta Estadual “Edmundo Navarro de Andrade”**. In: Análise crítica das Ciências Biológicas e da Natureza. Attena editora, p. 304-318, 2019.
- CASTILLO, B.T., NAVE, L.E., LE MOINE, J.M., JAMES, T.Y., NADELHOFFER, K.J. Impacts of experimentally accelerated forest succession on belowground plant and fungal communities. **Soil biology and biochemistry**, v. 125, p. 44-53, 2018.
- CHAGNON, P-L. Ecological and evolutionary implications of hyphal anastomosis in arbuscular mycorrhizal fungi. **FEMS Microbiology Ecology**, v. 88, p. 437–444, 2014.
- CHAPIN, F. S.; MATSON, P. A.; VITOUSEK, P. M. 2ed. Springer, New York, NY. **Principles of Terrestrial Ecosystem Ecology**. 2011. 529p. ISBN 978-1-4419-9504-9
- CHAMBERGO, F. S., VALENCIA, E. Y. Fungal biodiversity to biotechnology. *Applied Microbiology and Biotechnology* 100(6), 2567–2577, 2016.

- CHEEWANGKOON, R.; GROENEWALD, J. Z.; SUMMERELL, B. A.; HYDE, K. D.; TO-ANUN, C.; CROUS, P. W. Myrtaceae, a cache of fungal biodiversity. **Persoonia**, v. 23, n. 1, p. 55–85, 2009.
- CHUPP, C. **A monograph of the fungus genus *Cercospora***. Ithaca, New York. 667 pp. 1953.
- CONCEIÇÃO, L.B.; GUSMÃO, L.F.P. *Rhexoampullifera marquesii* sp. nov. on submerged twigs from a stream in Brazil. **Mycotaxon**, v. 133, n. 2, p. 349-353, 2018.
- CORREIA, B.; PINTÓ-MARIJUAN, M.; NEVES, L.; BROSSA, R.; DIAS, M. C., COSTA, A. et al. Water stress and recovery in the performance of two *Eucalyptus globulus* clones: physiological and biochemical profiles. **Physiologia Plantarum**, v. 150, n. 4, p. 580–592, 2013.
- COSTA, L.A. 2014. **Comunidades de fungos em folheto da Mata Atlântica na região semiárida do Brasil**. Tese, Loise Araujo Costa, Feira de Santana, p.131, 2014.
- COUTEAUX, M.M.; BOTTLNER, P.; BERG, B. Litter decomposition, climate and litter quality. **Trends in Ecology & Evolution**, v. 10, p. 63–66, 1995.
- COUTINHO, T. A.; WINGFIELD, M. J.; ALFENAS, A. C.; CROUS, P. W. *Eucalyptus* rust: A disease with the potential for serious international implications. **Plant Disease**, v. 82, p.819-825, 1998.
- CORDA, A.C.J. **Icones fungorum hucusque cognitorum**. v. 2, p. 1-43, 1836.
- CROUS, P.W.; DAVIES-KNOX, P.S.; WINGFIELD, M.J. A list of *Eucalyptus* leaf fungi and their potencial importance to South African Forestry. **South African Forestry Journal**, n. 149, p. 1-13, 1989.
- CROUS, P.W., PHILLIPS, A.J.L., WINGFIELD, M.J. The Genera *Cylindrocladium* and *Cylindrocladiella* in South Africa, with Special Reference to Forest Nurseries. **South African Forestry Journal**, 157(1): 69-85, 1991.
- CROUS, P. W.; WINGFIELD, M. J.; FERREIRA, F. A.; ALFENAS, A. *Mycosphaerella parkii* and *Phyllosticta eucalyptorum*, two new species from *Eucalyptus* leaves in Brazil. **Mycological Research**, v. 97, n. 5, p. 582–584, 1993.
- CROUS, P. W.; WINGFIELD, M. J. A re-evaluation of *Cylindrocladiella* and a comparison with morphologically similar genera. **Mycological Research**, v. 97; p. 433-448, 1993a.
- CROUS, P. W.; WINGFIELD, M. J.; FERREIRA, F. A.; ALFENAS, A. *Mycosphaerella parkii* and *Phyllosticta eucalyptorum*, two new species from *Eucalyptus* leaves in Brazil. **Mycological Research**, v. 97, n. 5, p. 582–584, 1993b.

- CROUS, P.W.; WINGFIELD, M.J.; ALFENAS, A.C.; SILVEIRA, S.F. *Cylindrocladium naviculatum* sp.nov., and two new vesiculate hyphomycete genera, *Falcocladium* and *Vesicladiella*. **Mycotaxon**, v. 50, p. 448, 1994.
- CROUS, P.W.; KENDRICK, W.B.; ALFENAS, A.C. New species of hyphomycetes associated with *Eucalyptus*. **South African Journal of Botany**, v. 63, n. 5, p. 286-290, 1997.
- CROUS, P.W.; VERKLEY, G.J.M.; GROENEWALD, J.Z. *Eucalyptus* microfungi known from culture. 1. *Cladoriella* and *Fulvoflamma* genera nova, with notes on some other poorly known taxa. **Studies in Mycology**, 55: 53-63, 2006.
- CROUS, P. W.; WINGFIELD, M. J.; MANSILLA, J. P.; ALFENAS, A. C.; GROENEWALD, J. Z. Phylogenetic reassessment of *Mycosphaerella* spp. and their anamorphs occurring on *Eucalyptus*. II. **Studies in Mycology**, v. 55, p. 99–131, 2006a.
- CROUS, P.W.; MOHAMMED, C.; GLEN, M.; VERKLEY, G.J.M.; GROENEWALD, J.Z. *Eucalyptus* microfungi known from culture. 3. *Eucasphaeria* and *Sympoventuria* genera nova, and new species of *Furcaspora*, *Harknessia*, *Heteroconium* and *Phacidiella*. **Fungal Diversity**, v. 25, p. 19-36, 2006b.
- CROUS P.W.; GROENEWALD, J.Z. *Semifissispora natalis* Crous, Jacq. Edwards & P.W.J. Taylor. Fungal Planet description sheets, **Persoonia**, v. 35, p. 268-269, 2015.
- CROUS, P. W.; WINGFIELD, M. J.; GUARRO, J.; HERNÁNDEZ-RESTREPO, M.; SUTTON, D. A.; ACHARYA, K. et al. Fungal Planet description sheets: 320–370. **Persoonia**, v. 34, n. 1, p. 167–266, 2015a.
- CROUS, P. W.; WINGFIELD, M. J.; RICHARDSON, D. M.; LEROUX, J. J.; STRASBERG, D., EDWARDS, J. et al. Fungal Planet description sheets: 400–468. **Persoonia**, v. 36, v. 1, p. 316–458, 2016.
- CROUS, P.W.; WINGFIELD, M.J.; BURGESS, T.I.; CARNEGIE, A.J.; HARDY, G.E.S.T.J.; SMITH, D. et al. Fungal Planet description sheets: 625–715. **Persoonia**, v. 39, p. 270-467, 2017.
- CROUS, P. W.; WINGFIELD, M. J.; BURGESS, T. I.; HARDY, G. E. S. J.; GENÉ, J., GUARRO, J. et al. Fungal Planet description sheets: 716–784. **Persoonia**, v. 40, n. 1, p. 239–392, 2018.
- CROUS, P. W.; SCHUMACHER, R. K.; WINGFIELD, M. J.; AKULOV, A.; DENMAN, S.; ROUX, J. et al. New and Interesting Fungi. 1. **Fungal Systematics and Evolution**, v. 1, n. 1, p. 169–215, 2018a.
- CROUS, P. W.; WINGFIELD, M. J.; CHEEWANGKOON, R.; CARNEGIE, A. J.; BURGESS, T.; SUMMERELL, B. A. et al. Foliar pathogens of eucalypts. **Studies in Mycology**, v. 94, p. 125-298, 2019.

- CROUS, P.W.; WINGFIELD, M.J.; CHOOI, Y.H.; GILCHRIST, C.L.M.; LACEY, E.; PITT, J.I. et al. Fungal Planet description sheets: 1042–1111. **Persoonia**, v. 44, p. 301-459, 2020.
- CROUS, P.W.; COWAN, D.A.; MAGGS-KÖLLING, G.; YILMAZ, N.; LARSSON, E.; ANGELINI, C. et al. Fungal Planet description sheets: 1112–1181. **Persoonia**, v. 45, p.251-409, 2020a.
- CRUZ, A.C.R.; LEÃO-FERREIRA, S.M.; BARBOSA, F.R.; GUSMÃO, L.F.P. Conidial fungi from semi-arid Caatinga biome of Brazil. New and interesting *Dictyochaeta* species. **Mycotaxon**, v.106, p. 15-27, 2008.
- DA SILVA, A. C.; DE SOUZA, P. E.; DE RESENDE, M. L. V.; DA SILVA, M. B.; RIBEIRO, P. M.; ZEVIANI, W. M. Local and systemic control of powdery mildew in eucalyptus using essential oils and decoctions from traditional Brazilian medicinal plants. **Forest Pathology**, v. 44, p. 145-153, 2013.
- DAYARATHNE, M.C.; JONES, E.B.G.; MAHARACHCHIKUMBURA, S.S.N.; DEVADATHA, B.; SARMA, V.V.; KHONGPHINITBUNJONG, K.; CHOMNUNTI, P.; HYDE, K.D. Morpho-molecular characterization of microfungi associated with marine based habitats. **Mycosphere**, v. 11, n. 1, p. 1-188, 2020.
- DENNIS, R.W.G. **Fungi of the Hebrides**. Royal Botanic Gardens, Kew, p. 383, 1986.
- DEAN, R.; VAN KAN, J. A. L.; PRETORIUS, Z. A.; HAMMOND-KOSACK, K. E.; DI PIETRO, A.; SPANU, P. D.; FOSTER, G. D. et al. The Top 10 fungal pathogens in molecular plant pathology. **Molecular Plant Pathology**, v. 13, n. 4, p. 414–430, 2012.
- DELGADO-RODRIGUEZ, G.; MENA-PORTALES, J. Hifomicetos aero-acuaticos e ingoldianos de la reserva de la biosfera sierra del rosario (Cuba). **Bulletin de Sociedad Micológica de Madrid**, v. 28, p. 105-113, 2004.
- DICOSMO, F.; BERCH, S.; KENDRICK, B. *Cylindrotrichum*, *Chaetopsis*, and two new genera of hyphomycetes *Kylindria* and *Xenokylindria*. **Mycologia**, v. 75, n. 6, p. 949-973, 1983.
- DIANESE, J. C.; RIBEIRO, W. R. C.; MORAES, T. S. *Colletotrichum gloeosporioides* associated with lesions on branches of *Eucalyptus pellita* affected by the Mal do Rio Doce disease. **Turrialba**, v. 35, p. 29-32, 1985.
- DIANESE, J. C. Problemas patológicos das florestas plantadas do vale do Rio Jarí (Colóquio). In: Congresso Brasileiro de Fitopatologia. **Fitopatologia Brasileira**, v. 11, p. 274-275, 1986.
- DORAI, M.; VITTAL, B.P.R. On *Polyscytalum truncatum*. **Transactions of British Mycological Society**, v. 88, p. 266-269, 1987.

- EBERSBERGER, I.; SIMOES, R. M.; KUPCZOC, A.; GUBE, M.; KOTHE, E.; VOIGT, K.; HAESELER, A. A Consistent Phylogenetic Backbone for the Fungi. **Molecular Biology and Evolution**, v. 29, p. 1319-1334, 2012.
- ESCRIVÁ, L.; OUESLATI, S.; FONT, G.; MANYES, L. *Alternaria* Mycotoxins in Food and Feed: An Overview. **Journal of Food Quality**, p. 1–20, 2017.
- ELLIS, M.B. **More Dematiaceous Hyphomycetes**. Commonwealth Mycological Institute, Kew, 1976.
- FERRARI, M.P.; KRUGNER, T.L.; CONTO, H.T.Z. Avaliação de perdas em rendimento de madeiras devido ao cancro do *Eucalyptus* causado por *Cryphonectria cubensis* (Bruner) Hodges. **Instituto de Pesquisas e Estudos Florestais**, v. 27, p. 9-15, 1984.
- FERREIRA, F.A. **Patologia florestal: principais doenças florestais no Brasil**. Viçosa, Minas Gerais: Sociedade de Investigações Florestais, p. 570, 1989.
- FERREIRA, F.A. Diseases of forest nurseries in Brazil. In: J.R. SUTHERLAND; S.G. GLOVER (Eds.) Diseases and insects in forest nurseries. Proceedings of the first meeting of IUFRO working party S2.07-09, Victoria, British Columbia, Canada, 22-30 August 1990. Information Report BC-X-331. Forestry Canada, Pacific and Yukon Region, Pacific Forestry Centre, Victoria, British Columbia, p. 17-23, 1991.
- FERREIRA, F.A.; SILVEIRA S.F.; ALFENAS A.C.; DEMUNER A.M. *Eucalyptus* leaf spot in Brazil caused by *Cryptosporiopsis eucalypti*. **Fitopatologia Brasileira**, v.23, n.3, p. 414, 1998.
- FERREIRA, F.A.; SOUZA M.G. Susceptibility of basal and apical parts of the stem of seedlings of *Eucalyptus grandis* W. Hill ex Maiden to *Botrytis cinerea* Persoon ex Fries. **Revista Arvore**, v. 23, n. 3, p. 351-354, 1999.
- FERREIRA, F.A.; BARRETO, R.W.; ARMADA, R.W. Mancha de madeira processada de eucalipto causada pelo fungo *Arxiomyces vitis*. **Fitopatologia Brasileira**, v. 30, p. 92, 2004.
- FERREIRA, F.A.; MAFFIA, L.A.; BARRETO, R.W.; DEMUNER, N.L.; PIGATTO, S. Symptomatology of *Ceratocystis* wilt in eucalyptus. **Revista Arvore**, v. 30, n. 2, p. 55-162, 2006.
- FERREIRA, E.M.; ALFENAS, A.C.; MAFFIA, L.A.; MAFIA, R.G. Eficiência de fungicidas sistêmicos para o controle de *Cylindrocladium candelabrum* em eucalipto. **Fitopatologia Brasileira**, v. 31, p. 468-475, 2006a.
- FERREIRA, M. A.; HARRINGTON, T. C.; GONGORA-CANUL, C. C.; MAFIA, R. G.; ZAUZA, E. A. V.; ALFENAS, A. C. Spatial-temporal patterns of *Ceratocystis* wilt in *Eucalyptus* plantations in Brazil. **Forest Pathology**, v. 43, n. 2, p. 153–164, 2012.

- FERNANDES, R.A.; CÂNDIDO, T DE S.; ALFENAS, A.C.; ALFENAS, R.F. New phylogenetic lineage of *Calonectria* causing leaf blight in *Eucalyptus urophylla* in Mato Grosso, Brazil. *Nativa: Pesquisas agrárias e ambientais*, v. 4, n. 2, p. 66-70, 2016.
- FIGUEIRÊDO, R.E.C.R.; SILVA, J.C. Recombination via parasexual cycle in *Metarhizium flavoviride*. 21 Congresso Brasileiro de Microbiologia, Paraná, Brasil, 2001.
- FIRMINO, A.C., TANAKA, F.A.O., SILVA, S.D.V.M., ITO, M.F., FURTADO, E.L. Colonização do xilema de eucalipto por *Ceratocystis* spp. isolado de diferentes hospedeiros. *Summa Phytopathologica*, v. 41, n. 2, p. 138-143, 2015.
- FOELKEL, C. FEENA – Floresta Estadual “Edmundo Navarro de Andrade”. Disponível em: < http://www.eucalyptus.com.br/newspt_out09.html> Acesso em: 25 de abril de 2021.
- FONSECA, N. R.; GUIMARÃES, L. M. S.; PIRES, R. P.; KLOPFENSTEIN, N. B.; & ALFENAS, A. C. Eucalypt powdery mildew caused by *Podosphaera pannosa* in Brazil. *Tropical Plant Pathology*, v. 42, n. 4, p. 261–272, 2017.
- GADD, G. M. New horizons in geomycology. *Environmental Microbiology Reports*, v. 9, p. 4-7, 2017.
- GBIF. Global Biodiversity Information Facility. Disponível em: < <https://www.gbif.org/>> Acessado em 07 de março de 2021.
- GEISER, D. M., AOKI, T., BACON, C. W., BAKER, S. E., BHATTACHARYYA, M. K. et al. One fungus, one name: Defining the genus *Fusarium* in a scientifically robust way that preserves longstanding use. *Phytopathology*, v.103, p. 400-408, 2013.
- GOH, T.K.; HYDE, K.D.; HO, W.H.; YANNA. A revision of the genus *Dictyosporium*, with descriptions of three new species. *Fungal Diversity*, v. 2, p. 65–100, 1999.
- GRAÇA, M.A.S.; BÄRLOCHER, F.; GESSNER, M.O. **Methods to study litter decomposition: a practical guide**. Netherlands: Springer. 314p, 2005.
- GRANDI, R. A. P.; SILVA, T. de V. Fungos anamorfos decompositores do folheto de *Caesalpinia echinata* Lam. *Revista Brasileira de Botânica*, v. 29, n. 2, p. 275-287, 2006.
- GUILMO, S.M.P.; AUER, C.G.; BARRICHELO, L.E.G. Efeito de fungos termófilos sobre madeira de *Eucalyptus saligna*. III. A população fúngica. *Boletim de Pesquisa Florestal*, v. 37, p. 89-95, 1998.
- HAWKSWORTH, D.L. The fungal dimension of biodiversity: magnitude, significance, and conservation. *Mycological Research*, v. 95, p. 641–655, 1991.

- HAWKSWORTH, D. L. A new dawn for the naming of fungi: impacts of decisions made in Melbourne in July 2011 on the future publication and regulation of fungal names. **International Micological Association Fungus**, v. 2, n.2, p. 155–162, 2011.
- HAWKSWORTH, D.L.; LÜCKING, R. Fungal diversity revisited: 2.2 to 3.8 million species. *Microbiol Spectrum* v. 5, n.4, p.1-17, 2017.
- HÄTTENSCHWILLER, S.; FROMIN, N.; BARANTAL, S. Functional diversity of terrestrial microbial decomposers and their substrates. **Comptes Rendus Biologies**, v. 334, p. 393-402, 2011.
- HERNÁNDEZ-RESTREPO, M.; GENÉ, J.; CASTAÑEDA-RUIZ, R. F.; MENA-PORTALES, J.; CROUS, P. W.; GUARRO, J. Phylogeny of saprobic microfungi from Southern Europe. **Studies in Mycology**, v. 86, p. 53–97, 2017.
- HIBBETT, D. S.; BINDER, M.; BISCHOFF, J. F.; BLACKWELL, M.; CANNON, P. F.; ERIKSSON, O. E. et al. A higher-level phylogenetic classification of the Fungi. **Mycological Research**, v. 111, n. 5, p. 509–547, 2007.
- HOUBRAKEN, J.; KOCSUBÉ, S.; VISAGIE, C. M.; YILMAZ, N.; WANG, X.-C. et al. Classification of *Aspergillus*, *Penicillium*, *Talaromyces* and related genera (Eurotiales): an overview of families, genera, subgenera, sections, series and species. **Studies in Mycology**, v. 95, p. 5-169, 2020.
- HUMBER, R. A. Entomophthoromycota: a new phylum and reclassification for entomophthoroid fungi. **Mycotaxon**, v. 120, p. 477-492, 2012.
- HUNTER, G.C.; ROUX, J.; WINGFIELD, B.D.; CROUS, P.W.; WINGFIELD, M.J. *Mycosphaerella* species causing leaf disease in South African *Eucalyptus* plantations. **Mycological Research**, v. 108, n. 6, p. 672-681, 2004.
- HUNTER, G.C., WINGFIELD, B.D., CROUS, P.W., WINGFIELD, M.J. A multi-gene phylogeny for species of *Mycosphaerella* occurring on *Eucalyptus* leaves. **Studies in Mycology**, v. 55, p. 147-161, 2006.
- HYDE, K.D.; BUSSABAN, B.; PAULUS, B.; CROUS, P.W.; LEE, S. Diversity of saprobic microfungi. **Biodiversity and Conservation**, v. 16, p. 7–3, 2007.
- HYDE, K.D.; ELSALAM, K.A.; CAI, L. Morphology: still essential in a molecular world. **Mycotaxon**, v. 114, p. 439-451, 2010.
- HYDE, K.D., JEEWON, R., CHEN, Y.J., BHUNJUN, C.S., CALABON, M.S., JIANG, H.B. et al. The numbers of fungi: is the descriptive curve flattening? **Fungal Diversity**, v.103, p. 219–271, 2020.

- IBGE. **Pesquisa da Extração Vegetal e da Silvicultura 2017 (PEVS)**. Disponível em:<https://agenciadenoticias.ibge.gov.br/media/com_mediaibge/arquivos/15f538e9095614fc3204f828b22fa714.pdf> Acessado em: 09 de fevereiro de 2021.
- IBÁ. 2019. **Relatório anual. Indústria Brasileira de Árvores**. 80p. Disponível em:<<https://iba.org/datafiles/publicacoes/relatorios/iba-relatorioanual2019.pdf>> Acessado em: 09 de fevereiro de 2021.
- INOUE, L. M. **Fim da Linha? Vilas ferroviárias da Companhia Paulista (1868-1961): uma investigação sobre história e preservação**. Tese (Doutorado em Arquitetura e Urbanismo) - Faculdade de Arquitetura e Urbanismo - USP, 2016.
- IZABEL, T.S.S.; SANTOS, D.S.; ALMEIDA, D.A.C.; GUSMÃO, L.F.P. Fungos conidiais do bioma Caatinga II. Novos registros para o continente americano, Neotrópico, América do Sul e Brasil. **Rodriguésia**, v. 62, n.2, p.229-240, 2011.
- JOINHAS, L.A. **Floresta Estadual Edmundo Navarro de Andrade como um espaço de contradições: entre a memória e o esquecimento**. Tese (doutorado) - Universidade Estadual de Campinas, Instituto de Geociências. Campinas, SP, 2008.
- JONKER, J. G. G.; VAN DER HILST, F.; JUNGINGER, H. M.; CVALETT, O.; CHAGAS, M. F.; FAALJ, A. P. C. Outlook for ethanol production costs in Brazil up to 2030, for different biomass crops and industrial technologies. **Applied Energy**, v. 147, p. 593–610, 2015.
- JONES, M. D. M.; FORN, I.; GADELHA, C.; EGAN, M. J.; BASS, D.; MASSANA, R.; RICHARDS, T. Discovery of novel intermediate forms redefines the fungal tree of life. **Nature**, v. 474, p. 200-205, 2011.
- JONES, E. B. G.; SUETRONG, S.; SAKAYAROJ, J.; BAHKALI, A. H.; ABDEL-WAHAB, M. A.; BOEKHOUT, T.; PANG, K.-L. Classification of marine Ascomycota, Basidiomycota, Blastocladiomycota and Chytridiomycota. **Fungal Diversity**, v. 73, n. 1, p. 1–72, 2015.
- KENDRICK, B. 2017. **The Fifth Kingdom**. Indianapolis, Focus Publishing. 4ed, Adobe PDF ebook. ISBN: 9781585104598.
- KHANNA, J.; MEDVIGY, D.; FUEGLISTALER, S.; WALKO, R. Regional dry-season climate changes due to three decades of Amazonian deforestation. **Nature Climate Change**, v. 7, n. 3, p. 200–204, 2017.
- KIRK, P.M. New or interesting microfungi 1. Dematiaceous hyphomycetes from Devon. **Transactions of British Mycological Society**, v.76, p. 71-87, 1981.
- KIRK, P.M. New or interesting microfungi IV. Dematiaceous hyphomycetes from Devon. **Transactions of British Mycological Society**, v. 78, p. 55-74, 1982.

- KIRK, P.M. New or interesting microfungi X. Hyphomycetes on *Laurus nobilis* leaf litter. **Mycotaxon**, v. 18, p. 259-298, 1983.
- KIRK, P.M.; SPOONER, B.M. An account of the fungi of Arran, Gigha and Kintyre. *Kew Bulletin*, v. 38, p. 503-597, 1984.
- KIRK, P.M.; SUTTON, B.C. A reassessment of the anamorph genus *Chaetopsina* (Hyphomycetes). **Transactions of the British Mycological Society**, v. 85, n. 4, p: 709-717, 1985.
- KIRK, P. M.; CANNON, P. F.; MINTER D. W.; STALPERS, J. A. **Dictionary of the Fungi**. 10. Ed. Wallingford: CABI, 2008.
- KOBAYASHI, T. **Index of fungi inhabiting woody plants in Japan**. Host, Distribution and Literature. Zenkoku-Noson-Kyoiku Kyokai Publishing Co., Ltd., p. 1227, 2007.
- KUTHUBUTHEEN, A.J.; NAWAWI, A. Two new species of *Spadicoides* from Malaysia. **Mycological Research**, v. 95, p. 163-168, 1991.
- LACERDA, L.T.; GUSMÃO, L.F.P.; RODRIGUES, A. Diversity of endophytic fungi in *Eucalyptus microcorys* assessed by complementary isolation methods. **Mycological Progress**, v. 17, n. 6, p. 719-727, 2018.
- LACERDA, L. T.; GUSMÃO, L. F. P.; RODRIGUES, A. Fungal communities in different aged leaves of *Eucalyptus microcorys* F. Muell. **Brazilian Journal of Botany**, v. 42, p. 499-508, 2019.
- LANIER, L. *Maladies de l'eucalyptus*. *EPPO Bulletin*, v. 16, p. 255-263, 1986.
- LEJEUNE, Q.; DAVIN, E. L.; GUILLOD, B. P.; SENEVIRATNE, S. I. Influence of Amazonian deforestation on the future evolution of regional surface fluxes, circulation, surface temperature and precipitation. **Climate Dynamics**, v. 44, n. 9-10, p. 2769–2786, 2014.
- LI, D.-W.; KENDRICK, B.; CHEN, J. Two new hyphomycetes: *Codinaea sinensis* sp. nov. and *Parapleurotheciopsis quercicola* sp. nov., and two new records from *Quercus phillyraeoides* leaf litter. **Mycological Progress**, v. 11, n. 4, p. 1-7, 2012.
- LIU, J.; SUI, Y.; WISNIEWSKI, M.; XIE, Z.; LIU, Y.; YOU, Y. et al. The impact of the postharvest environment on the viability and virulence of decay fungi. **Critical Reviews in Food Science and Nutrition**, v. 58, n. 10, p. 1681–1687, 2017.
- LODGE, D.J.; CANTRELL, S.A.; GONZÁLEZ, G. Effects of canopy opening and debris deposition on fungal connectivity, phosphorus movement between litter cohorts and mass loss. **Forest Ecology and Management**, v. 332, n. 15, p. 11-21, 2014.
- LOMBARD, L.; CROUS, P. W.; WINGFIELD, B. D.; WINGFIELD, M. J. Multigene phylogeny and mating tests reveal three cryptic species related to *Calonectria pauciramosa*. **Studies in Mycology**, v. 66, p. 15–30, 2010.

- LUNGHINI, D.; GRANITO, V.M.; DI LONARDO, D.P.; MAGGI, O.; PERSIANI, A.M. Fungal diversity of saprotrophic litter fungi in a Mediterranean maquis environment. **Mycologia**, v. 105, p. 1499-1515, 2013.
- LUNDQUIST, J.E.; PURNELL, R.C. Effects of *Mycosphaerella* leaf spot on growth of *Eucalyptus nitens*. **Plant Disease**, v. 71, p. 1025–1029, 1987.
- MAFIA, R.G.; ALFENAS, A.C.; ZARPELON, T.G.; NASCIMENTO, E.M. do. Black stromata of *Hypoxylon* spp. on *Eucalyptus* wood logs that reduce pulp quality. **Fitopatologia Brasileira**, v. 28, n. 6, p. 689, 2003.
- MAFIA, R.G.; ALFENAS, A.C. Differentiation of three leaf blight diseases of *Eucalyptus* spp., caused by fungal and bacterial pathogens. *Fitopatologia Brasileira* 28(6): 688, 2003.
- MAFIA, R.G.; ALFENAS, A.C.; FERREIRA, E.M.; SOUZA, F.L. Variáveis climáticas associadas à incidência de mofo cinzento em eucalipto. **Fitopatologia Brasileira**, v. 31, p. 152-157, 2006.
- MAFIA, R.G.; ALFENAS, A.C.; MARIA, E.F.; BINOTI, D.H.B. Screening method and identification of resistance sources to *Eucalyptus* wilt caused by *Ceratocystis fimbriata*. **Revista Arvore**, v. 35, p. 817-824, 2011.
- MAHARACHCHIKUMBURA, S.S.N., LUO, Z.-L., SU, H.-Y., AL-SADI, A.M., CHEEWANGKOON, R. Reticulascaceae hyphomycetes from submerged wood in Yunnan, China. **Phytotaxa**, v. 348, n. 3, p. 187, 2018.
- MAIA L.C.; PASSOS J.H.; SILVA J.A.; OEHL F.; ASSIS D.M.A. Species diversity of Glomeromycota in Brazilian biomes. **Sydowia**, v. 72, p. 181–205, 2020.
- MARQUES, M.F.O.; BARBOSA, F.R.; GUSMÃO, L.F.P.; CASTANEDA RUIZ, R.F.; MAIA, L.C. Conidial fungi from the semi-arid Caatinga biome of Brazil. *Cubasina microspora* sp. nov., a note on *C. albofusca*, and some new records for South America. **Mycotaxon**, v. 102, p. 17-23, 2007.
- MARQUES, M.F.O.; GUSMÃO, L.F.P.; MAIA, L.C. Riqueza de espécies de fungos conidiais em duas áreas de Mata Atlântica no Morro da Pioneira, Serra da Jibóia, BA, Brasil. **Acta botânica brasílica**, v. 22, n. 4, p. 954-961, 2008.
- MARQUES, M.F.O.; CRUZ, A.C.R.; BARBOSA, F.F.; GUSMÃO, L.F.P. *Cryptophiale* and *Cryptophialoidea* (Conidial fungi) from Brazil and keys to the genera. **Revista Brasileira de Botânica**, v.31, n.2, p.339-344, 2008a.
- MARQUES, O.J.; VIDIGAL, FILHO, P. S.; DALPASQUALE, V. A.; SCAPIM, C. A.; PRICINOTTO, L.F.; MACHINSKI JÚNIOR, M. Incidência fúngica e contaminações por

- micotoxinas em grãos de híbridos comerciais de milho em função da umidade de colheita. **Acta Scientiarum**, v. 31, n. 4, p. 667-675, 2009.
- MARQUES, M.F.O.; GUSMÃO, L.F.P. New records of conidial fungi for Brazil. **Journal on New Biological Reports**, v. 4, n. 1, p. 20-25, 2015.
- MARTINI, A.J. **O plantador de eucaliptos: A questão da preservação florestal no Brasil e o resgate documental do legado de Edmundo Navarro de Andrade**. São Paulo. Dissertação, p.332, 2004.
- MORGAN-JONES, G. Notes on Hyphomycetes. XVIII. *Chaetoblastophorum ingramii* gen. et sp. nov. and *Cylindrotrichum oblongisporum*. **Mycotaxon**, v.5, n.2, p.484–490, 1977.
- MATSUSHIMA, T. **Microfungi of the Solomon Islands and Papua-New Guinea**. Nippon Printing Publishing Co., Osaka, p. 78, 1971.
- MATSUSHIMA, T. *Icones Microfungorum a Matsushima lectorum*. p. 1-209, 1975.
- MATSUSHIMA, T. Matsushima Mycological Memoirs 7. **Matsushima Mycological Memoirs**, v. 7, p.1-141, 1993.
- MASCHIO, L. M. de A.; AUER, C. G.; GRIGOLETTI JUNIOR, A. Fungos associados a *Eucalyptus* spp. no Paraná e em Santa Catarina. In: Auer, C.G.; Dos Santos, A.F. 2011. Doenças em eucaliptos destinados à produção de energia na região Sul do Brasil. **Pesquisa Florestal Brasileira**, Colombo, v. 31, n. 68, p. 373-379, 1996.
- MASON, C.F. **Decomposição**. Ed. Universidade de São Paulo. Ed. Pedagógica Universitária, v. 18, São Paulo. 63 p, 1980.
- MCLAUGHLIN, D.J.; SPATAFORA, J.W. **The Mycota 7**. Systematics and Evolution part A. Springer, Heidelberg, 2014.
- MEL'NIK, V. A. Anamorphic fungi of Vietnam. **Mikologiya I Fitopatologiya**. 45: 323-331, 2011.
- MEL'NIK, V. A.; ALEXANDROVA, A.V.; NOVOZHILOV, YU. K.; POPOV, E.S.; MOROZOAV, O.V.; KOVALENKO, A.E. Anamorphic fungi of Vietnam. VIII. **Mikologiya I Fitopatologiya**, v.50, n.6, p.386-393, 2016.
- MENA-PORTALES, J.; CANTILLO-PÉREZ, T.; JIMENEZ-GOMÉZ, I. Hifomicetes de la Reserva de la Biosfera “Ciénaga de Zapata”, Cuba. **Acta Botánica Cubana**, v. 217, n. 2, p. 96-108, 2018.
- MENDES, M. A. S.; SILVA, V. L.; DIANESE, J. C.; FERREIRA, M. A. S. V.; SANTOS, C. E. N., GOMES-NETO, et al. **Fungos em plantas no Brasil**. Brasília: EMBRAPA-SPI. 555 p, 1998.
- MESQUITA, J.B.; LIMA, J.T.; TRUGILHO, P.F. Mycobiota associated with *Eucalyptus grandis* Hill ex Maiden lumber during air drying. **Ciência Florestal**, v. 16, n. 1-2, p. 45-50, 2006.

- MINTER, D.W.; KIRK, P.M.; SUTTON, B.C. Holoblastic phialides. **Transactions of the British Mycological Society**, v. 79, p. 75-93, 1982.
- MINTER, D.W.; RODRIGUEZ HERNANDEZ, M.; MENA PORTALES, J. Fungi of the Caribbean: an annotated checklist. PDMS Publishing, p. 946, 2001.
- MORA, A.L, GARCIA, C.H. **A cultura do Eucalipto no Brasil**. Sociedade Brasileira de Silvicultura: São Paulo, p. 112, 2000.
- MOGES, Y., ESHETU, Z., NUNE, S. Ethiopian forest resources: Current status and future management options In view of access to carbon finances. A Report Submitted to Ethiopian Climate Research and Networking and UNDP. Addis Ababa, Ethiopia, 2010.
- MUELLER, R. C.; RODRIGUES, J. L. M.; NÜSSLEIN, K.; BOHANNAN, B. J. M. Land use change in the Amazon rain forest favours generalist fungi. **Functional Ecology**, v. 30, n. 11, p. 1845–1853, 2016.
- MURRAY, K.D.; JANES, J.K.; JONES, A.; BOTHWELL, H.M.; ANDREW, R.L.; BOREVITZ, J.O. Landscape drivers of genomic diversity and divergence in woodland *Eucalyptus*. **Molecular Ecology**, v. 28, p. 5232–5247, 2019.
- Mycobank. 2020. <http://www.mycobank.org/quicksearch.aspx> [accessed February 2020].
- NICOLLE, D. Classification of the eucalypts (*Angophora*, *Corymbia* and *Eucalyptus*), Version 3. Adelaide, Australia: Dean Nicolle, 2018.
- OLIVEIRA, F. N. M.; FORTES, G. A. C.; PAULA, J. R.; FERRI, P. H.; SANTOS, S. C. Seasonal Influence on the Essential Oil of *Eucalyptus microcorys*. **Natural Product Communications**, v. 9, n. 4, p. 575-80, 2014.
- OSONO, T. Ecology of ligninolytic fungi associated with leaf litter decomposition. **Ecological Research**, v. 22, n. 6, p. 955–974, 2007.
- PASSADOR, M.M.; LIMA, P.R.; DE PIERI, C.; HARAKAVA, R.; FURTADO, E.L. *Teratosphaeria nubilosa* affecting commercial plantations of *Eucalyptus globulus* in South and Southeast of Brazil. **Summa Phytopathologica**, v. 38, p. 111-116, 2012.
- POHJONEN, V.; PUKKALA, T. *Eucalyptus globulus* in Ethiopian forestry. **Forest Ecology and Management**, v.36, p. 19-31, 1989.
- QUAEDVLIEG, W.; BINDER, M.; GROENEWALD, J.Z.; SUMMERELL, B.A.; CARNEGIE, A.J.; BURGESS, T.I.; CROUS, P.W. Introducing the consolidated species concept to resolve species in the Teratosphaeriaceae. **Persoonia**, v. 33, p. 1–40, 2014.

- RAABE, R.D.; CONNERS, I.L.; AND MARTINEZ, A.P. **Checklist of plant diseases in Hawaii**. College of Tropical Agriculture and Human Resources, University of Hawaii. Hawaii Inst. Trop. Agric. Human Resources, n. 22, p. 313, 1981.
- RAMBELLI, A.; ONOFRI, S. New species of *Kylindria* and *Xenokylindria* and notes on *Cylindrotrichum* (Hyphomycetes). **Transactions of the British Mycological Society**, v. 88, n. 3, p. 393-397, 1987.
- RAJA, H. A.; MILLER, A. N.; PEARCE, C. J.; OBERLIES, N. H. Fungal Identification Using Molecular Tools: A Primer for the Natural Products Research Community. **Journal of Natural Products**, v. 80, n. 3, p. 756–770, 2017.
- RAJULU, G.; SURYANARAYANAN, T.S.; TANGJANG, S. Endophytic fungi of orchids of Arunachal Pradesh, North Eastern India. **Current Research in Environmental & Applied Mycology**, v. 6, n. 4, p. 293–299, 2016.
- RIBEIRO, G.D. **Algumas espécies de plantas reunidas por famílias e suas propriedades**. Embrapa Rondônia: Porto Velho, RO, p. 179, 2010. ISBN: 978-85-98654-06-5.
- RIESS, H. Beiträge zur Pilzkunde. **Botanische Zeitung**, v. 11, p. 129-140, 1853.
- RODRIGUEZ, R. J.; CULLEN, D.; KURTZMAN, C. P.; KHACHATOURIANS, G. G.; HEGEDUS, D. D. Molecular methods for discriminating taxa, monitoring species, and assessing fungal diversity. **Biodiversity of fungi**, p. 77–102, 2004.
- RODRIGUEZ-RAJO, F.J.; GUSMAO, L.F.P.; RUIZ, R. F. C.; DA CRUZ, A. C. R. Conidial fungi from the semi-arid Caatinga biome of Brazil. *Subramaniomyces pulcher* sp. nov. and notes on *Sporidesmium circinophorum*. **Mycotaxon**, v. 102, p. 25-32, 2007.
- ROSSMAN, A. Y.; FARR, D. F.; CASTLEBURY, L. A. A review of the phylogeny and biology of the Diaporthales. **Mycoscience**, v. 48, n. 3, p. 135–144, 2007.
- SACCARDO, P.A. Syllogue Fungorum IV. Hyphomycetae. Padua, 1886.
- SANKARAN, K.V.; HUSSAIN, K.H. **A checklist of Fungi recorded on *Eucalyptus* – Part II**. KFRI Research Report No. 559/19, p.350, 2019. ISSN 0970-8103.
- SANTANA, M.V.; ANDRADE, J.P.; MONTEIRO, J.S.; GUSMÃO, L.F.P.; BEZERRA, J.L. Microfungos associados a serapilheira de na Mata Atlântica e Caatinga, Bahia, Brasil. **Revista brasileira de Biociências**, v. 15, n.3, p. 135-142, 2017.
- SANTOS, A.F.D.; AUER, C.G.; GRIGOLETTI, A.J. Diseases of *Eucalyptus* in the south of Brazil: identification and control. **Circular Técnica Embrapa Florestas**, v. 45, p. 20, 2001.

SANTOS, M.V.O.; BARBOSA, F.R.; LUZ, E.D.M.N.; BEZERRA, J.L. Fungos conidiais em folheto de Mata Atlântica na Reserva Biológica de Uma, Bahia, Brasil. **Agrotrópica**, v.29, n.3, p. 195-202, 2017.

SÃO PAULO. Estado. Secretaria de Infraestrutura e Meio Ambiente. 2015. O plantador de eucaliptos Edmundo Navarro de Andrade. Disponível em: <<https://www.infraestruturameioambiente.sp.gov.br/2015/09/o-plantador-de-eucaliptos-edmundo-navarro-de-andrade/>> Acesso em: 09 de fevereiro de 2021.

SÃO PAULO. Estado. Secretaria de Infraestrutura e Meio Ambiente. 2005. Plano De Manejo Fe-Edmundo Navarro De Andrade. Disponível em: <<https://www.infraestruturameioambiente.sp.gov.br/fundacaoflorestal/planos-de-manejo/planos-de-manejo-planos-concluidos/plano-de-manejo-fe-edmundo-navarro-de-andrade/>> Acesso em 27 de fevereiro de 2021.

SEIXAS, C.D.S.; BARRETO, R.W.; ALFENAS, A.C.; FERREIRA, F.A. *Cryphonectria cubensis* on an indigenous host in Brazil: a possible origin for eucalyptus canker disease? **Mycologist**, v. 18, n. 1, p. 39-45, 2004.

SCHULTZ, B.; JUNIOR, J.A.S.; AUER, C.G.; SANTOS, A.F. Impacto da mancha foliar causada por *Cylindrocladium candelabrum* em plantios jovens de *Eucalyptus benthamii* em Rio Negrinho - SC. **Ciência Florestal**, v. 25, n. 2, p. 307-316, 2015.

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

SILVA, M.D.D.; ALFENAS, A.C.; MAFFIA, L.A.; ZAUZA, E.A.V. Etiologia do oídio do eucalipto. **Fitopatologia Brasileira**, 26:201-205, 2001.

SILVA, M.D.D.; ALFENAS, A.C.; MAFFIA, L.A.; ZAUZA, E.A.V. Germinação de conídios de *Sphaerotheca pannosa* obtidos de eucalipto. **Fitopatologia Brasileira**, 28:674-681, 2003.

SILVA, P. H. M.; DA POGGIANI, F.; LIBARDI, P. L.; GONÇALVES, A. N. Fertilizer management of eucalypt plantations on sandy soil in Brazil: Initial growth and nutrient cycling. **Forest Ecology and Management**, v. 301, p. 67–78, 2012.

SILVA, C.R.; GUSMÃO, L.F.P.; CASTAÑEDA-RUIZ, R.F. *Dictyosporium amoenum* sp. nov. from Chapada Diamantina, Bahia, Brazil. **Mycotaxon**, v. 130, n. 4, p.1125-1133, 2015.

SILVA, C.R. **Sucessão de fungos conidiais em folhas de *Calophyllum brasiliense* Cambess em áreas de mata ciliar na Chapada Diamantina, Bahia**. Dissertação, p. 48, 2017.

- SILVEIRA, R.L.V. A.; KRÜGNER, T.L.; FAL, R. I. GONÇALVES, A. N. Efeito de boro na suscetibilidade de *Eucalyptus citriodora* a *Botryosphaeria ribis* e *Lasiodiplodia theobromae*. **Fitopatologia Brasileira**, v. 21, n. 4, p. 482-485, 1996.
- SLIPPERS, B., WINGFIELD, M.J. Botryosphaeriaceae as endophytes and latent pathogens of woody plants: diversity, ecology and impact. **Fungal Biology Reviews**, v. 21, p. 90–106, 2007.
- SMITH, G.J.D.; LIEW, E.C.Y.; HYDE, K.D. The Xylariales: a monophyletic order containing 7 families. **Fungal Diversity**, v. 13, p. 185-218, 2003.
- STADLER, M. Importance of secondary metabolites in the Xylariaceae as parameters for assessment of their taxonomy, phylogeny, and functional biodiversity. **Current Research in Environmental & Applied Mycology**, v. 1, p. 75–133, 2011.
- STEPHENSON, S.L. **The kingdom fungi: the biology of mushrooms, molds, and lichens**. 1st ed. p.256, 2010. ISBN 978-0-88192-891-4
- SOGONOV, M. V.; CASTLEBURY, L. A.; ROSSMAN, A. Y.; MEJÍA, L. C.; WHITE, J. F. Leaf-inhabiting genera of the Gnomoniaceae, Diaporthales. **Studies in Mycology**, v. 62, p. 1–77, 2008.
- SUTTON, B.C. The genus *Harknessia*, and similar fungi on *Eucalyptus*. CM.I. **Mycological Papers**, v. 123, p. 1-46, 1971.
- SUTTON, B.C. *Pucciniopsis*, *Mycoleptodiscus* and *Amerodiscosiella*. **Transactions of the British Mycological Society**, v. 60, n. 3, p. 525-536, 1973.
- SUTTON, B.C. *Eucalyptus* microfungi. *Satchmopsis* gen. nov. and new species of *Coniella*, *Coniothyrium* and *Harknessia*. **Nova Hedwigia**, v. 26, n.1, p. 1-16, 1975.
- SUTTON, B.C.; HODGES, C.S. *Eucalyptus* microfungi: *Codinaea* and *Zanclospora* species from Brazil. **Nova Hedwigia**, v. 26, p. 517-525, 1975a.
- SUTTON, B.C.; HODGES, C.S. *Eucalyptus* microfungi: Two new Hyphomycete genera from Brazil. **Nova Hedwigia**, v. 26, p. 527-533, 1975b.
- SUTTON, B.C.; HODGES, C.S. *Eucalyptus* microfungi: *Mycoleptodiscus* species and *Pseudotracylla* gen. nov. **Nova Hedwigia**, v. 27, p. 693-700, 1976.
- SUTTON, B.C.; HODGES, C.S. *Eucalyptus* microfungi: some setose hyphomycetes with phialides. **Nova Hedwigia**, v. 27, n. 1-2, p. 343-352, 1976a.
- SUTTON, B.C.; HODGES, C.S. *Eucalyptus* microfungi: *Microdochium* and *Phaeoisaria* species from Brazil. **Nova Hedwigia**, v. 27, p. 215-222, 1976b.
- SUTTON, B.C.; HODGES, C.S. *Eucalyptus* microfungi: Miscellaneous hyphomycetes. **Nova Hedwigia**, v. 28, p. 487-498, 1977.

- SUTTON, B.C.; HODGES, C.S. *Eucalyptus* microfungi: *Chaetendophragmiopsis* gen. nov. and other hyphomycetes. **Nova Hedwigia**, v. 29, p. 593-607, 1978.
- SUTTON, B.C. Three new hyphomycetes from Britain. **Transactions of the British Mycological Society**, v. 71, p. 167- 171, 1978.
- SUTTON, B.C. New and interesting Hyphomycetes from Tampa, Florida. **Mycologia**, v. 70, p. 784-801, 1978a.
- SUTTON, B.C. **The Coelomycetes**. C.M.I., Kew. p.670, 1980.
- SUTTON, B.C.; HODGES, C.S. *Eucalyptus* microfungi: *Cercosperma arnaudii* gen. et sp. nov. and *Ceratophorum mauense* sp. nov. **Nova Hedwigia**, n. 35, v. 4, p. 800, 1981.
- SUTTON, B.C.; PASCOE, I.G. Some cupulate coelomycetes from native Australian plants. **Transactions of the British Mycological Society**, v. 88, p. 169-180, 1987.
- STAPE, J.L.; BINKLEY, D.; RYAN, M.G.; FONSECA, S.; LOOS, R.; TAKAHASHI, E.N. et al. The Brazil *Eucalyptus* Potential Productivity Project: influence of water, nutrients and stand uniformity on wood production. **Forest Ecology and Management**, v. 259, p. 1686–1694, 2010.
- STAJICH, J. E.; BERBEE, M. L.; BLACKWELL, M.; HIBBETT, D. S.; JAMES, T. Y.; SPATAFORA, J. W.; TAYLOR, J. W. The Fungi. **Current Biology**, v. 19, n. 18, p. 840–845, 2009.
- STOWASSER, E.S.V.; FERREIRA, F.A. Evaluation of fungi for biological control of *Botrytis cinerea* in eucalyptus nurseries. **Revista Arvore**, v. 21, n. 1, p. 147-153, 1997.
- SVETA, Y.P. **How The Devils Went Deaf: Ethnomycology, Cuisine, And Perception Of Landscape In The Russian North**. Tese, Fairbanks, Alaska, p.301, 2007.
- TALBOT, J.M.; BRUNS, T.D.; SMITH, D.P.; BRANCO, S.; GLASSMAN, S.I.; ERLANDSON, S.; VILGALYS, R.; PEAY, K.G. Independent roles of ectomycorrhizal and saprotrophic communities in soil organic matter decomposition. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 57, p. 282–291, 2013.
- TANAKA, K.; HIRAYAMA, K.; YONEZAWA, H.; SATO, G.; TORIYABE, A.; KUDO, H. et al. Revision of the Massarineae (Pleosporales, Dothideomycetes). **Studies in Mycology**, v. 82, p. 75–136, 2015.
- 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.
- TAYLOR, K.; BARBER, P. A.; HARDY, G. E. ST.J.; BURGESS, T. I. Botryosphaeriaceae from tuart (*Eucalyptus gomphocephala*) woodland, including descriptions of four new species. **Mycological Research**, v. 113, n. 3, p. 337–353, 2009.

- TAYLOR, J.W. One Fungus = One Name: DNA and fungal nomenclature twenty years after PCR. **International Micological Association Fungus**, v. 2, n. 2, p. 113–120, 2011.
- TEDERSOO, L.; SÁNCHEZ-RAMÍREZ, S.; KÖLJALG, U.; BAHRAM, M., DÖRING, M.; SCHIGEL, D. High-level classification of the Fungi and a tool for evolutionary ecological analyses. **Fungal Diversity**, v. 90, n. 1, p.135–159, 2018.
- TELLEN, V.A.; YERIMA, B.P.K. Effects of land use change on soil physicochemical properties in selected areas in the North West region of Cameroon. **Environmental Systems Research**, 7:3, 2018.
- TEODORO, M.G.; FERREIRA, M.J.; GUIMARES, L.M.S.; MAFIA, R.G.; GROENEWALD, J.Z.; CROUS P.W.; ALFENAS A.C. *Mycosphaerella* and *Teratosphaeria* species associated with leaf diseases on *Eucalyptus globulus* in southern Brazil. **Phytopathologia Mediterranea**, v. 51, n. 2, p. 355-364, 2012.
- TIBPROMMA, S.; HYDE, K. D.; MCKENZIE, E. H. C.; BHAT, D. J.; PHILLIPS, A. J. L.; WANASINGHE, D. N. et al. Fungal diversity notes 840–928: micro-fungi associated with Pandanaceae. **Fungal Diversity**, v. 93, p. 1-160, 2018.
- TUMURA, K.G.; DE PIERI, C.; FURTADO, E.L. Murcha por *Ceratocystis* em eucalipto: avaliação de resistência e análise epidemiológica. **Summa Phytopathologica**, v. 38, n. 1, p. 54-60, 2012.
- VERKLEY, G.J.M.; CROUS, P.W.; GROENEWALD, J.Z.; BRAUN, U.; APTROOT, A. *Mycosphaerella punctiformis* revisited: morphology, phylogeny, and epitypification of the type species of the genus *Mycosphaerella* (Dothideales, Ascomycota). **Mycological Research**, v. 108, n. 11, p. 1271–1282, 2004.
- VICTOR, D.; CROUS, P.W.; JANSE, B.J.H.; WINGFIELD, M.J. Genetic variation in *Cylindrocladium floridanum* and other morphologically similar *Cylindrocladium* species. **Systematic and Applied Microbiology**, v. 20, n. 268-285, 1997.
- VICTOR, D., CROUS, P.W., JANSE, B.J.H., VAN, ZYL W.H., WINGFIELD, M.J., ALFENAS A.C. Systematic appraisal of species complexes within *Cylindrocladiella*. **Mycological Research**, v. 102, n. 3, p. 273-279, 1998.
- VĚTROVSKÝ, T.; KOHOUT, P.; KOPECKÝ, M.; MACHAC, A.; MAN, M.; BAHNMANN, B.D. et al. A meta-analysis of global fungal distribution reveals climate-driven patterns. **Nature Communications**, v.10, n. 1, p. 1-10, 2019.
- VOŘÍŠKOVÁ, J; BALDRIAN, P. 2013. Fungal community on decomposing leaf litter undergoes rapid successional changes. **ISME J** 7: 477-486.

- WEBSTER, J.; WEBER, R. **Introduction to Fungi**. 3. Ed. Cambridge: Cambridge University Press, 2007.
- WELLBAUM, C.; SCHOENLEIN-CRUSIUS, I.H.; BARRO DOS SANTOS, V. Fungos filamentosos em folhas do ambiente terrestre e aquático da Ilha dos Eucaliptos, Represa do Guarapiranga, São Paulo, SP. **Revista Brasileira de Botânica**, v. 22, n. 1, p. 9-16, 1999.
- WINGFIELD, M.J.; CROUS, P.W.; COUTINHO, T.A. A serious canker disease of *Eucalyptus* in South Africa caused by a new species of *Coniothyrium*. **Mycopathologia**, v. 136, p. 139-145, 1996.
- WHITTON, S.R.; MCKENZIE, E.H.C.; HYDE, K.D. *Dictyochaeta* and *Dictyochaetopsis* species from the Pandanaceae. **Fungal Diversity**, v. 4, p. 133-158, 2000.
- WHITTON, S.R.; MCKENZIE, E.H.C.; HYDE, K.D. Anamorphic fungi associated with Pandanaceae. **Fungal Diversity Research Series**, v. 21, p. 125–353, 2012.
- WIKKEE, S.; LOMBARD, L.; NAKASHIMA, C.; MOTOHASHI, K.; CHUKEATIROTE, E.; CHEEWANGKOON, R. et al. A phylogenetic re-evaluation of *Phyllosticta* (Botryosphaerales). **Studies in Mycology**, v. 76, p. 1-29, 2013.
- WIKKEE, S.; LOMBARD, L.; CROUS, P.W.; NAKASHIMA, C.; MOTOHASHI, K.; CHUKEATIROTE, E. et al. *Phyllosticta capitalensis*, a widespread endophyte of plants. **Fungal Diversity**, v. 60, p. 91-105, 2013a.
- WILCKEN, C.F.; LIMA, A.C.V.; DIAS, T.K.R.; MASSON, M.V.; FILHO, P.J.F.; POGETTO, M.H.F.A.D. **Guia Prático de Manejo de Plantações de Eucalipto**. Fundação de Estudos e Pesquisas Agrícolas e Florestais, Botucatu, São Paulo, p.19, 2008.
- WIJAYAWARDENE, N.N.; HYDE, K.D.; DAI, D.Q.; TANG, L.Z.; APTROOT, A.; CASTAÑEDA-RUIZ, R.F. Outline of Fungi and fungi-like taxa. **Mycosphere**, v. 11, n. 1, p. 1514–1526, 2020.
- WHITTAKER, R.H. New concepts of Kingdoms of organisms. **Science**, v. 163, p. 150-160, 1969.
- WHITTON, S.R.; MCKENZIE, E.H.C.; HYDE, K.D. Anamorphic fungi associated with Pandanaceae. **Fungal Diversity Research Series**, v. 21, p. 125–353, 2012.
- WOLFE, B.E.; PRINGLE, A. Geographically structured host specificity is caused by the range expansions and host shifts of a symbiotic fungus. **The ISME Journal**, v. 6, n. 4, p. 745–755, 2012.
- YADAV, A.J.; MISHRA, S.; SINGH, S.; GUPTA, A. **Recent advancement in white biotechnology through fungi**. v.1, p. 582, 2019. ISBN 978-3-030-10480-1.
- ZHANG, YI-DONG.; MA, J.; MA, LI-GUO.; ZHANG, XIO-GUO. Two new species of *Kylindria* from Fujian, China. **Mycotaxon**, v. 114, p. 364-371, 2010.
- ZHUANG, W-Y. *Higher Fungi of Tropical China*. **Mycotaxon**, Ltd., Ithaca, NY, p. 485, 2001.

