



**JOSIANE SANTANA MONTEIRO**

**FUNGOS CONIDIAIS ASSOCIADOS A SUBSTRATOS VEGETAIS SUBMERSOS  
EM FRAGMENTOS FLORESTAIS DO BIOMA AMAZÔNIA, PARÁ, BRASIL**

**RECIFE  
FEVEREIRO/2014**



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

**FUNGOS CONIDIAIS ASSOCIADOS A SUBSTRATOS VEGETAIS SUBMERSOS  
EM FRAGMENTOS FLORESTAIS DO BIOMA AMAZÔNIA, PARÁ, BRASIL**

**JOSIANE SANTANA  
MONTEIRO**

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

**Área de Concentração:** Taxonomia e Ecologia de Fungos

**Orientador:** Dr. Luis Fernando Pascholati Gusmão

**RECIFE  
FEVEREIRO/2014**

Monteiro, Josiane Santana

Fungos conidiais associados a substratos vegetais submersos em fragmentos florestais do bioma Amazônia, Pará, Brasil / Josiane Santana Monteiro. – Recife: O Autor, 2013.

193 f.: il., fig., tab.

Orientador: Luis Fernando Pascholati Gusmão Teses (doutorado) – Universidade Federal de Pernambuco. Centro de Ciências Biológicas. Pós-graduação em Biologia de Fungos, 2014.

Inclui bibliografia e anexos

1. Fungos 2. Biologia – Classificação I. Gusmão, Luis Fernando Pascholati (orient.) II. Título.

579.5

CDD (22.ed.)

UFPE/CCB-2014-047

**FUNGOS CONIDIAIS ASSOCIADOS A SUBSTRATOS VEGETAIS SUBMERSOS  
EM FRAGMENTOS FLORESTAIS DO BIOMA AMAZÔNIA, PARÁ, BRASIL**

**JOSIANE SANTANA MONTEIRO**

Data da defesa: 24/02/2014

**COMISSÃO EXAMINADORA**

**MEMBROS TITULARES**

---

Dr. Luis Fernando Pascholati Gusmão – (Orientador)  
Universidade Estadual de Feira de Santana

---

Dr. Antonio Hernández Gutiérrez –  
Universidade Federal do Pará

---

Dr<sup>a</sup>. Cristina Maria de Souza Motta –  
Universidade Federal de Pernambuco

---

Dr<sup>a</sup>. Laise de Holanda Cavalcanti Andrade –  
Universidade Federal de Pernambuco

---

Dr<sup>a</sup>. Rosely Ana Piccolo Grandi –  
Instituto de Botânica de São Paulo

A minha mãe, Maria Santana Monteiro,  
e ao meu pai, José Maria dos Santos  
Monteiro, por todo amor e apoio  
incondicional ao longo desta  
caminhada, dedico.

## **Agradecimentos**

A Deus pela graça alcançada de chegar ao fim deste trabalho cercada de paz, saúde e muita felicidade;

Aos meus pais, Maria Santana Monteiro e José Maria dos Santos Monteiro, pelo amor incondicional e confiança nas minhas escolhas, e ao meu irmão, Joelson William, por sempre estar ao meu lado quando preciso;

A Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) pela bolsa de doutorado concedida;

À Coordenação da Pós-graduação em Biologia de Fungos por todo apoio e suporte oferecido ao longo do curso;

Ao meu orientador Dr. Luís Fernando Pascholati Gusmão por ter aceitado orientar este doutorado e me dado a oportunidade de me tornar uma profissional melhor capacitada. Levarei seus ensinamentos, amor pelos fungos e exemplo de liderança por toda minha vida profissional. Muito obrigada pela confiança e amizade ao longo destes quatro anos, serei sempre grata;

À Dra. Helen Sotão por sua amizade e por ter sempre me incentivado a fazer o doutorado. Seu estímulo e confiança no meu trabalho foram muito importantes ao longo desta caminhada;

Ao Dr. Antonio Hernández Gutiérrez por ter me apresentado e incentivado a trabalhar com os fungos conidiais, ao qual encontrei muita afinidade e encanto para me dedicar por toda vida. Graças a sua influência encontrei este grupo de fungos que apresenta uma beleza prazerosa de se descobrir todos os dias.

Aos amigos do Museu Paraense Emílio Goeldi: Fabiano Brito, Priscila Sanjuan, Adriene Maíra e Fernanda pela amizade e torcida para o bom

andamento deste trabalho. E ao Sr. Mário Rosa, que me ajudou nas primeiras coletas;

À Lúcia Raquel e Silvana Santos pela oportunidade que me deram de compartilhar bons momentos e ter um “lar” tanto em Recife quanto em Feira de Santana, respectivamente. A amizade de vocês tornou a ausência da minha família muito mais suportável;

Aos amigos com quem dividi momentos inesquecíveis e de aprendizado durante minha estadia em Recife: Fabiana Félix, Marilúcia de Jesus, Márcio Sobral e Marisa dos Santos. Obrigada por terem me acolhido tão bem;

Aos amigos que encontrei na Pós-graduação em Biologia de Fungos: Ana Cristina, Alexandre Libânio, Francyneide Alves, Martival dos Santos e Mayra Silva, que me receberam com muito carinho;

À doutoranda Taís Feijó que sempre esteve pronta para me ajudar em momentos importantes como a qualificação, tirando minhas dúvidas e por sua amizade muito querida;

Aos amigos do Laboratório de Micologia (LAMIC) da Universidade Estadual de Feira de Santana (UEFS): Loise Costa, Patrícia Fiúza, Tiago Andrade, Carolina Azevedo, Jorge Dias, Carolina Ribeiro, Sheila Leão, Alisson Cruz, Tasciano Santa-Izabel, Davi Almeida, Taiana Araújo e Ítala, pela amizade oferecida e pelo apoio e ajuda durante a realização do meu doutorado. Muito obrigada por terem me recebido na “família Lamic”;

Ao Dr. Rafael Felipe Castañeda Ruiz por toda ajuda e ensinamentos aprendidos durante sua curta estadia em Feira de Santana. Sua simplicidade e alegria em estudar os fungos conidiais me contagiaram profundamente. Muito obrigada por sua amizade tão estimada.

A todos que contribuíram direta e indiretamente para a realização deste trabalho meus sinceros agradecimentos.

## RESUMO

Os fungos são importantes componentes da cadeia trófica nos ambientes aquáticos, atuando como decompositores da matéria orgânica que é levada para estes sistemas, além de contribuírem para aumentar a palatabilidade do material vegetal utilizado por organismos de outros níveis tróficos. Diversos representantes do reino Fungi estão presentes nos ambientes aquáticos e, dentre esses, os fungos conídias são os mais comuns e bem adaptados a estes ambientes. Ecologicamente, são classificados em três grupos distintos de acordo com seus ciclos de vida: fungos aeroaquáticos, fungos aquático-facultativos e fungos ingoldianos. Para o Bioma Amazônia os estudos sobre fungos presentes no ambiente aquático ainda são escassos. Assim, o presente trabalho teve por objetivo realizar um estudo taxonômico das espécies de fungos conidiais associadas a substratos vegetais em decomposição submersos em corpos d'água de três fragmentos florestais na região metropolitana de Belém, Estado do Pará. Expedições de coleta foram realizadas na Área de Proteção Ambiental Ilha do Combu, Parque Ecológico de Gunma e Parque Estadual do Utinga, entre abril de 2011 a janeiro de 2013. As amostras de substratos vegetais (folhas e galhos) coletadas foram levadas ao Laboratório de Micologia da Universidade Estadual de Feira de Santana, e submetidas à técnica de lavagem em água corrente. Os substratos foram colocados em câmaras-úmidas e incubados à temperatura ambiente por um período de 30 dias e, diariamente, foram analisados em estereomicroscópio. Lâminas permanentes foram confeccionadas com as estruturas reprodutivas e a identificação dos espécimes baseou-se em estudos morfológicos. As lâminas foram incorporadas ao Herbário da Universidade Estadual de Feira de Santana (HUEFS) e Herbário Padre Camille Torrend (URM). Os resultados deste estudo incluem o registro de 235 espécies fúngicas com a descrição de dois novos gêneros (*Helicodochium* e *Atrogeniculata*) e dez novas espécies incluídas em *Arachnophora*, *Ceratosporella*, *Dictyochaeta*, *Fusichalara*, *Fusticeps*, *Nigrolentilocus* e *Thozetella*. Vários novos registros foram encontrados e, dentre estes, 22 para o Brasil; 23 para América do Sul; três para o Neotrópico e 21 para o Continente Americano. Este estudo contribui para ampliar o conhecimento da diversidade de fungos conidiais presentes em ambientes aquáticos no Brasil, particularmente na Amazônia brasileira, ressaltando a importância de se explorar novos habitats em pesquisas micológicas.

**Palavras-chave:** Diversidade, fungos anamórficos, fungos aquáticos, taxonomia



## **ABSTRACT**

The fungi are important components of trophic web in the aquatic environments and act as decomposers of organic matter, that falls or is carried into these systems; additionally, they improve the palatability of vegetal matter for organisms of others trophics levels. Several representative of kingdom Fungi are presents in the aquatic environments, including conidial fungi which are more comon and adapted to this environment. Ecologically, they are classified in three distinct groups, based on their life cycle: aero-aquatic fungi, aquatic-facultative fungi and Ingoldian fungi. In the Amazon Biome, studies addressing fungi in aquatic environment are still scanty; even with advances in the studies of this group in others Brazilian regions. This study aimed to make a taxonomic study of species of conidial fungi associated to the submerged decaying litter in streams of three forests near Belém County, Pará State. Expeditions were conducted in the Área de Proteção Ambiental Ilha do Combu, Parque Ecológico de Gunma and Parque Estadual do Utinga, between april 2011 and january 2013. Samples of substrates (leaves and wood) collected were taken to the Mycology Laboratory of State University of Feira de Santana, and submitted to the washing method in tap water. The substrates were placed in moist chambers and incubated at room temperature for 30 days, and daily, analyzed under the stereomicroscope. The fungal reproductive structures were mounted in permanent slides and the identification of the specimens was based in morphological studies. The slides were incorporated to Herbário da Universidade Estadual de Feira de Santana (HUEFS) and to the Herbário Padre Camille Torrend (URM). The highlights of this study comprise the record of 235 species, including two new genera (*Helicodochium* and *Atrogeniculata*), as well as the description of ten new species belonging to the genera *Arachnophora*, *Ceratosporella*, *Dictyochaeta*, *Fusichalara*, *Fusticeps*, *Nigrolentilocus* and *Thozetella*. Several new records were found, among them, 22 are new records for Brazil; 23 are new records for South America; three new records for the Neotropic and 21 new records for American continent. This study contributes to the knowledge about the diversity of conidial fungi present in aquatic environment in Brazil, especially in the Brazilian Amazon, demonstrating the importance of to explore new habitats in mycological surveys.

**Key words:** Anamorphic fungi, aquatic fungi, diversity, taxonomy

## Lista de figuras

	<b>Pág.</b>
<b>2. Fundamentação teórica</b>	
Figura 1 – Distribuição territorial dos biomas brasileiros.....	4
Figura 2 – Fitofisionomias do bioma Amazônia.....	5
Figura 3 – Desmatamento na Amazônia Legal (áreas em rosa) durante o ano de 2010.....	6
Figura 4 – Distribuição dos rios na bacia hidrográfica amazônica na Amazônia brasileira.....	8
Figura 5 – Região Metropolitana de Belém.....	20
<b>3. Material e métodos</b>	
Figura 6 – Localização das áreas de coleta na Região Metropolitana de Belém, Ilha do Combu (1), Parque Ecológico de Gunma (2) e Parque Estadual do Utinga (3).....	24
Figura 7 – Metodologia do estudo.....	25
<b>4.1. An emendation of <i>Fusticeps</i> and two new species...</b>	
Figura 1a-j – <i>Fusticeps lampadiformis</i> .....	31
Figura 1k-t – <i>Fusticeps papillatus</i> .....	31
Figura 2a-e – <i>Fusticeps bullatus</i> .....	33
Figura 2f-j – <i>Fusticeps laevisporus</i> .....	33
<b>4.2. Two new species of <i>Ceratosporella</i> (anamorphic fungi)...</b>	
Figura 1a-j – <i>Ceratosporella amazonica</i> .....	39
Figura 2a-m – <i>Ceratosporella hernandezii</i> .....	41
Figura 3 – Representative conidia of <i>Ceratosporella</i> species (re)drawn from this and other publications.....	43
<b>4.3. <i>Helicodochium</i>, a new microfungus from submerged wood...</b>	
Figura 1a-g – <i>Helicodochium amazonicum</i> .....	48
<b>4.4. Two new microfungi from Brazilian Amazon forest...</b>	
Figura 1a-l – <i>Atrogeniculata submersa</i> .....	52
Figura 2a-d – <i>Nigrolentilocus amazonicus</i> .....	53
<b>4.5. A new species of <i>Arachnophora</i> from submerged wood...</b>	
Figura 1a-p – <i>Arachnophora combuensis</i> .....	57
<b>4.6. Phylogenetic notes of <i>Thozetella</i> (Chaetosphaeriaceae)...</b>	
Figura 1 – Members of the genus <i>Thozetella</i> and related genera. ....	64
Figura 2a-j – <i>Thozetella coronata</i> .....	65
Figura 3a-i – <i>Thozetella ipsiloidea</i> .....	67

<b>4.7. <i>Dictyochaeta santa-barbarensis</i> sp. nov. e novas combinações...</b>	
Figura 1a-i – <i>Dictyochaeta santa-barbarensis</i> .....	76
<b>4.8. Uma nova espécie de <i>Fusichalara</i> em material vegetal submerso...</b>	
Figura 1a-k – <i>Fusichalara ornamentata</i> .....	91
<b>4.9. Fungos conidiais aquático-facultativos na Amazônia oriental. I.</b>	
Figura 1a-b – <i>Dactylaria inaequilatera</i> .....	99
Figura 1c-e – <i>Fusichalara novae-zelandiae</i> .....	99
Figura 1f-g – <i>Helicodendron amazonense</i> .....	99
Figura 1h-i – <i>Helicoon peruamazonense</i> .....	99
Figura 1j – <i>Monodictys peruviana</i> .....	99
Figura 2a-b – <i>Neta quadriguttata</i> .....	102
Figura 2c-d – <i>Polyschema amoenum</i> .....	102
Figura 2e-f – <i>Subulispora argentina</i> .....	102
Figura 2g-i – <i>Vanakripa fasciata</i> .....	102
Figura 2j-l – <i>Verticicladius amazonensis</i> .....	102
<b>4.10. Fungos conidiais aquático-facultativos na Amazônia oriental. II.</b>	
Figura 1a-c – <i>Acumispora verruculosa</i> .....	115
Figura 1d-e – <i>Anungitea uniseptata</i> .....	115
Figura 1f-g – <i>Bactrodesmium novageronensis</i> .....	115
Figura 1h – <i>Camposporidium hughesii</i> .....	115
Figura 1i – <i>Chalara caribensis</i> .....	115
Figura 1j-k – <i>Dactylaria hemibeltranioidea</i> .....	115
Figura 1l-m – <i>Diplococcium laxusporum</i> .....	115
Figura 1n-o – <i>Ellisembia magnibrachypa</i> .....	115
Figura 2a – <i>Flabellospora multiradiata</i> ,.....	121
Figura 2b – <i>Helicorhoidion botryoidium</i> .....	121
Figura 2c-d – <i>Paraulocladium fabisporum</i> .....	121
Figura 2e-f – <i>Phaeoisaria aguilerae</i> .....	121
Figura 2g – <i>Polyschema larviformis</i> .....	121
<b>4.11. Fungos conidiais aquático-facultativos na Amazônia oriental. III.</b>	
Figura 1a – <i>Acrogenospora ovalis</i> .....	129
Figura 1b – <i>Beverwykella clathrata</i> .....	129
Figura 1c-d – <i>Cordana elipsoidea</i> .....	129

Figura 1e-f – <i>Craspedodidymum nigroseptatum</i> .....	129
Figura 1g-h – <i>Dactylaria curviclavata</i> .....	129
Figura 1i-j – <i>Dactylaria lakebarrinensis</i> .....	129
Figura 1k – <i>Dictyosporium musae</i> .....	129
Figura 1l – <i>Dictyosporium tetraseriale</i> .....	129
Figura 2a-b – <i>Fusichalara goanensis</i> .....	136
Figura 2c – <i>Guedea ovata</i> .....	136
Figura 2d – <i>Hemicorynespora deightonii</i> .....	136
Figura 2e – <i>Mackenziella livistonae</i> .....	136
Figura 2f – <i>Monodictys cerebriormis</i> .....	136
Figura 2g – <i>Monodictys melanocephaloides</i> .....	136
Figura 2h – <i>Monotosporella palmicola</i> .....	136
Figura 2i – <i>Nidulispora quadrifida</i> .....	136
Figura 2j-k – <i>Pseudaegerita ossiformis</i> .....	136
Figura 3a-b – <i>Quadracaea mediterranea</i> .....	141
Figura 3c-e – <i>Selenosporella aristata</i> .....	141
Figura 3f-g – <i>Sporoschisma uniseptatum</i> .....	141
Figura 3h-i – <i>Stellomyces suidafrikanus</i> .....	141
Figura 3j-k – <i>Vermispora fusarina</i> .....	141
Figura 3l – <i>Xylomyces giganteus</i> .....	141
<b>4.12. Fungos conidiais em material vegetal submerso...</b>	
Figura 1 – Similaridade fúngica entre três fragmentos florestais na Amazônia brasileira.....	146
Figura 2 – Constância dos fungos presentes nas três áreas de estudo.....	147

## Lista de tabelas

<b>4.1. An emendation of <i>Fusticeps</i> and two new species...</b>	<b>Pág.</b>
Tabela 1 – Synopsis of <i>Fusticeps</i> conidia.....	33
<b>4.2. Two new species of <i>Ceratosporella</i> (anamorphic fungi)...</b>	
Tabela 1 – Synoptic characteristics for accepted <i>Ceratosporella</i> specie.....	44
<b>4.8. Uma nova espécie de <i>Fusichalara</i> em material vegetal submerso...</b>	
Tabela 1 – Sinopse das espécies de <i>Fusichalara</i> .....	92
<b>4.9. Fungos conidiais aquático-facultativos na Amazônia oriental. I.</b>	
Tabela 1 – Novos registros de fungos conidiais para o Bioma Amazônia e Brasil (*) em Combu, Gunma e Utinga, fragmentos florestais da Região Metropolitana de Belém.....	104
<b>4.12. Fungos conidiais em material vegetal submerso...</b>	
Tabela 1 – Fungos conidiais em substratos vegetais em decomposição submersos em corpos d'água em três áreas na Região Metropolitana de Belém.....	150

## SUMÁRIO

	<b>Pág.</b>
1. INTRODUÇÃO.....	1
2. FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA.....	3
2.1. Ecossistemas de água doce.....	3
2.2. O bioma Amazônia- aspectos gerais.....	4
2.3. Ambientes aquáticos na Amazônia brasileira.....	7
2.4. Os fungos no ambiente aquático.....	9
2.4.1. Fungos zoospóricos: quitridiomicetos.....	10
2.4.2. Ascomicetos aquáticos.....	11
2.4.3. Basidiomicetos.....	12
2.4.4. Fungos conidiais.....	12
2.5. Fungos conidiais em ambientes aquáticos: papel ecológico e potencial biotecnológico.....	16
2.6. Estudos de microfungos em ambientes aquáticos de água doce.....	17
2.6.1. Panorama mundial.....	17
2.6.2. Brasil: diversidade aquática inexplorada.....	18
2.7. Cobertura vegetal na Região Metropolitana de Belém.....	19
3. MATERIAL E MÉTODOS.....	22
3.1. Áreas de estudo.....	22
3.1.1. Área de Proteção Ambiental Ilha do Combu.....	22
3.1.2. Parque Ecológico de Gunma.....	22
3.1.3. Parque Estadual do Utinga.....	23
3.2. Expedições, método de coleta e processamento das amostras.....	23
3.3. Identificação e fotomicrografia.....	26
3.4. Isolamento em cultura e preservação.....	26
4. RESULTADOS.....	28
4.1. AN EMENDATION OF <i>FUSTICEPS</i> AND TWO NEW SPECIES FROM THE BRAZILIAN AMAZON FOREST.....	28
Abstract.....	28
Introduction.....	28
Materials and methods.....	29
Taxonomy.....	29
4.2. TWO NEW SPECIES OF <i>CERATOSPORELLA</i> (ANAMORPHIC FUNGI) FROM BRAZILIAN AMAZON FOREST.....	35
Abstract.....	35

Introduction.....	35
Materials and methods.....	37
Results and discussion.....	37
4.3. <i>HELICODOCHIUM</i> , A NEW MICROFUNGUS FROM SUBMERGED WOOD IN BRAZIL.....	45
Abstract.....	45
Introduction.....	45
Taxonomy.....	46
4.4. TWO NEW MICROFUNGI FROM BRAZILIAN AMAZON FOREST: <i>ATROGENICULATA SUBMERSA</i> AND <i>NIGROLENTILOCUS AMAZONICUS</i> ... Abstract.....	49
Introduction.....	49
Materials and methods .....	50
Taxonomy.....	50
4.5. A NEW SPECIES OF <i>ARACHNOPHORA</i> FROM SUBMERGED WOOD IN AMAZON RAINFOREST, BRAZIL.....	55
Abstract.....	55
Introduction.....	55
Taxonomy.....	56
4.6. PHYLOGENETIC NOTES OF <i>THOZETELLA</i> (CHAETOSPHAERIACEAE) AND TWO NEW SPECIES FROM BRAZILIAN AMAZON FOREST.....	59
Abstract.....	59
Introduction.....	60
Materials and methods.....	61
Results.....	63
Discussion.....	71
4.7. <i>DICTYochaeta santa-barbarensis</i> sp. nov. e novas combinações para <i>CODINAEA</i> e <i>DICTYochaeta</i> .....	73
Resumo.....	73
Introdução.....	73
Material e métodos.....	74
Taxonomia.....	75
Discussão.....	77
4.8. UMA NOVA ESPÉCIE DE <i>FUSICHALARA</i> EM MATERIAL VEGETAL SUBMERSO NA FLORESTA AMAZÔNICA (PARÁ, BRASIL).....	88
Resumo.....	88
Introdução.....	88

Material e métodos.....	89
Taxonomia.....	90
4.9. FUNGOS CONIDIAIS AQUÁTICO-FACULTATIVOS NA AMAZÔNIA ORIENTAL. I. NOVOS REGISTROS PARA A REGIÃO E BRASIL.....	93
Resumo.....	93
Introdução.....	94
Material e métodos.....	95
Resultados e discussão.....	95
Conclusões.....	103
4.10. FUNGOS CONIDIAIS AQUÁTICO-FACULTATIVOS NA AMAZÔNIA ORIENTAL. II. NOVOS REGISTROS PARA O CONTINENTE SUL-AMERICANO.....	106
Resumo.....	106
Introdução.....	107
Material e métodos.....	108
Resultados e discussão.....	109
4.11. FUNGOS CONIDIAIS AQUÁTICO-FACULTATIVOS NA AMAZÔNIA ORIENTAL. III. NOVOS REGISTROS PARA O CONTINENTE AMERICANO E NEOTRÓPICO.....	122
Resumo.....	122
Introdução.....	122
Material e métodos.....	123
Resultados e discussão.....	124
4.12. FUNGOS CONIDIAIS EM MATERIAL VEGETAL SUBMERSO DE TRÊS FRAGMENTOS FLORESTAIS DA AMAZÔNIA BRASILEIRA (PARÁ, BRASIL).....	142
Resumo.....	142
Introdução.....	143
Material e métodos.....	144
Resultados e discussão.....	145
5. CONSIDERAÇÕES GERAIS.....	154
6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	155
ANEXOS.....	190



## 1. INTRODUÇÃO

Os ecossistemas de água doce representam ambientes dinâmicos, com características físico-químicas que influenciam diretamente as comunidades de organismos neles presentes (Kaplan & Konopka, 2000). Entre esses organismos, os fungos se destacam como importantes degradadores e recicladores de liteira em ambientes lóticos (Rincón & Santelloco, 2009; Suberkropp, 1997), afetando diretamente outros microrganismos como bactérias heterotróficas e invertebrados aquáticos (Duarte *et al.*, 2006).

Os fungos aquáticos podem ser definidos como aqueles que apresentam seus ciclos de vida completamente adaptados a ambientes aquáticos, incluindo a esporulação em substratos submersos (Shearer *et al.*, 2007).

Os fungos conidiais compõem um grupo polifilético e heterogêneo (Seifert *et al.*, 2011). No ambiente aquático, geralmente apresentam conídios tetra radiados, com quatro longas ramificações divergentes (estaurosporos) e conídios sigmóides (escolecosporos) com curvaturas em mais de um plano, hialinos na maioria das espécies. Suas formas típicas podem representar adaptações para melhor colonização de substratos devido à maior superfície de contato conferido por suas ramificações (Dang *et al.*, 2007). Filogeneticamente, a maioria das espécies está relacionada ao filo Ascomycota, enquanto pouquíssimas pertencem ao filo Basidiomycota (Shearer *et al.*, 2007).

Muitas espécies de fungos conidiais apresentam ampla distribuição geográfica, sendo ubíquas em vários ambientes aquáticos (Wong *et al.*, 1998). Segundo Marvanová (1997) a distribuição das espécies varia com a latitude geográfica do norte para o equador e do equador para o sul. Há espécies restritas apenas a regiões temperadas e frias, e outras a regiões tropicais e quentes; algumas espécies provavelmente podem estar restritas a pequenas regiões geográficas (Marvanová, 1997).

Poucas conexões anamorfo-teleomorfo foram estabelecidas entre as espécies conhecidas. Bärlocher (2009) sugere que os hifomicetos aquáticos produzem grandes quantidades de conídios para compensar a disponibilidade sazonal, a rápida deterioração do substrato e a forte competição com outros organismos como invertebrados e bactérias. Por outro lado, a formação de esporos meióticos (geralmente ascósporos) poderia representar uma forma de resistência a condições desfavoráveis, apontando que os esporos formados são menores e mais robustos quando comparados aos conídios.

A importância ecológica deste grupo reside na degradação do material vegetal que cai na água, disponibilizando diversos nutrientes dos quais muitos derivam de substâncias mais complexas como celulose e lignina (Abdel-Raheem & Ali, 2004), permitindo que estes possam ser utilizados por outros organismos em diferentes níveis tróficos, como invertebrados aquáticos (Duarte *et al.*, 2006).

Estudos demonstram que os hifomicetos aquáticos podem ter seu desenvolvimento influenciado pela composição química da água (Raviraja *et al.*, 1998). Os principais fatores físico-químicos seriam temperatura, pH, luz e oxigênio dissolvido (El-Hissi *et al.*, 1992; Rajashekhar & Kaveriappa, 2000; Sridhar & Bärlocher, 1997). Os resultados desses estudos são reforçados pela baixa diversidade de espécies encontradas em ambientes aquáticos próximos de áreas agrícolas ou urbanizadas, a qual pode ser influenciada pela presença de resíduos agro-químicos (Gunasekera & Rukmani, 1984; Pascoal *et al.*, 2005).

Os fungos conidiais são bem estudados em ambientes aquáticos de regiões temperadas (Shearer *et al.*, 2007), mas a diversidade deste grupo em ambientes tropicais ainda é pouco conhecida (Marvanová, 1997). Para o Brasil, os estudos abordando hifomicetos aquáticos estão praticamente concentrados no Estado de São Paulo (Moreira & Schoenlein-Crusius, 2012; Schoenlein-Crusius, 2002; Schoenlein-Crusius & Grandi, 2003; Schoenlein-Crusius *et al.*, 2009; entre outros) e no Estado da Bahia (Barbosa & Gusmão, 2011; Almeida *et al.*, 2012; Barbosa, *et al.* 2013). Para a região Amazônica, pouquíssimos estudos abordando fungos em ambientes aquáticos foram realizados (Karling, 1944; Silva, 2002), resultando em completo desconhecimento da diversidade de fungos conidiais e outros grupos em ambientes aquáticos.

Este trabalho foi desenvolvido com o objetivo de realizar estudo taxonômico das espécies de fungos conidiais associadas à decomposição de substratos vegetais submersos (folhas e galhos) em corpos d'água de três fragmentos florestais na Região Metropolitana de Belém (PA).

## 2. FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA

### 2.1. Ecossistemas de água doce

Os ecossistemas de água doce são sistemas abertos, onde ocorrem trocas de energia, nutrientes e espécies entre a interface ar/água e terra/água. Estas relações geram processos complexos que envolvem gradientes físicos e químicos que influenciam diretamente tanto a comunidade de organismos presentes quanto sua abundância e criação de nichos (Kaplan & Konopka, 2000).

Ambientes de água doce respondem por apenas 0,01% de toda a água presente no planeta e, mesmo assim, abrigam cerca de 100.000 espécies descritas (Dudgeon *et al.*, 2006). Esses ecossistemas podem ser divididos em duas principais categorias: ambientes lênticos, quando apresentam águas estagnadas como lagos, lagoas, pântanos e brejos; e ambientes lóticos com águas que mantêm um fluxo constante que incluem nascentes, córregos, rios e riachos (Kaplan & Konopka, 2000; Dudgeon *et al.*, 2006).

Processos físicos como insolação, flutuações hídricas causadas por chuvas e mudanças hidrológicas que afetem a interação com ambientes terrestres, como no caso de lençóis subterrâneos e zona de ripária, conduzem a heterogeneidade espacial e temporal no ambiente químico destes ecossistemas (Kaplan & Konopka, 2000). Tais fatores ambientais afetam os microrganismos, especialmente em relação ao uso de recursos para sua sobrevivência (fontes de energia, fontes de carbono e outros nutrientes, habitats). Como consequência do modo de utilização desses recursos, ocorre interações entre diferentes grupos metabólicos, que é representado pela transferência de energia ao longo da cadeia alimentar (Wong *et al.*, 1998; Kaplan & Konopka, 2000; Miki *et al.*, 2011).

Em ambientes aquáticos, de um modo geral, a maior fonte de carbono e energia provém de material vegetal alóctone (Vannote *et al.*, 1980; Cummins *et al.*, 1989). Esse material consiste, em sua maior parte, de folhas presentes na vegetação ripária, que circunda rios e riachos em florestas; e numa proporção menor, de material lenhoso como galhos e troncos, além de frutos e flores (Abelho 2001; Diez *et al.*, 2001). Seu transporte pode ser direto (queda) ou lateral, como os materiais depositados no chão de florestas e levados pela ação do vento, chuva ou outros agentes (Elosegi & Pozo, 2005).

Alterações ambientais causadas por processos antrópicos como desmatamento, queimadas, derrubada de árvores, escoamento de esgotos não tratados, contaminação de corpos d'água por agrotóxicos e/ou pesticidas provenientes de atividades agrícolas, descargas de produtos químicos, entre outros, resultam em distúrbios na vegetação ripária

que podem alterar sua quantidade, qualidade e distribuição espacial durante a entrada e armazenagem em ambientes aquáticos (Graça *et al.*, 2002; PNUMA, 2002). Essas ameaças, somada à importância da água para as populações humanas, que cada vez mais alteram estes ambientes através da modificação do curso de rios e poluição de vários tipos (Dudgeon *et al.*, 2006), têm contribuído para o rápido declínio da diversidade de espécies em ecossistemas de água doce (Carpenter *et al.*, 2011).

## 2.2. O bioma Amazônia- aspectos gerais

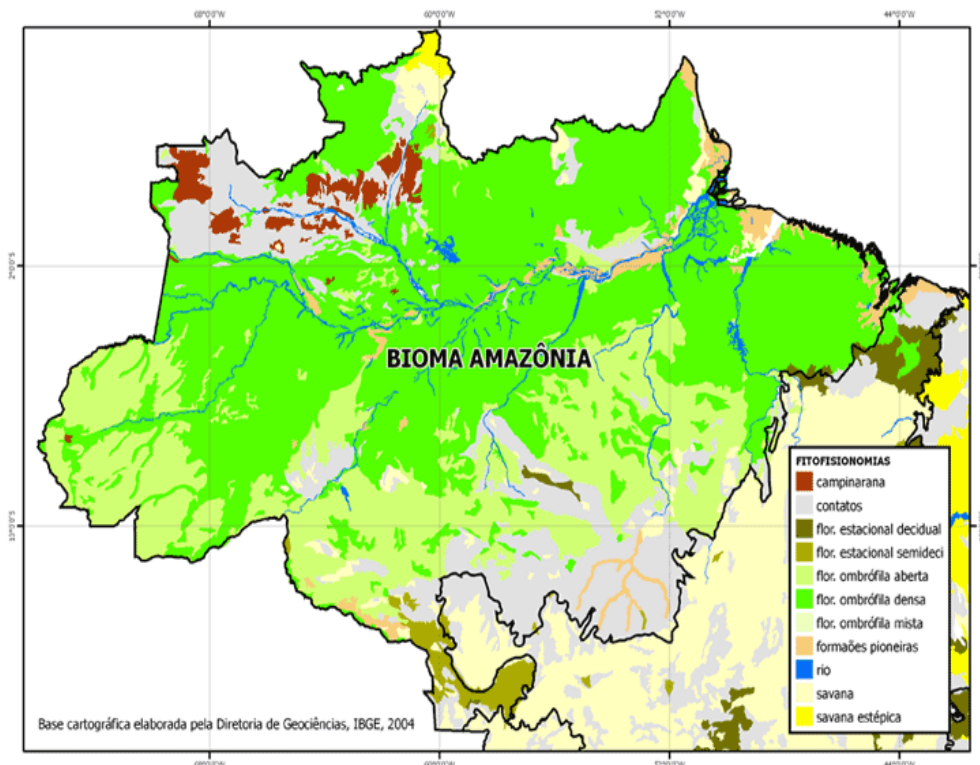
O bioma Amazônia compreende uma área de 6,9 milhões de km<sup>2</sup> distribuídos entre nove países: Bolívia, Brasil, Colômbia, Equador, Guiana, Guiana Francesa, Peru, Suriname e Venezuela. No Brasil, além das áreas de transição e trechos de outras formações vegetais como o Cerrado e Pantanal, o bioma Amazônia possui 4,2 milhões de km<sup>2</sup>, representado na Fig. 1 (Carneiro & Souza, 2009; IBAMA, 2012).



**Fig. 1.** Distribuição territorial dos biomas brasileiros. Fonte: Biodiversidade RS (2012).

Na década de 50 com o objetivo de desenvolver e integrar a região, o governo brasileiro estabeleceu a Amazônia Legal, que abrange uma área de cerca de 4.871.000 km<sup>2</sup> (49% do território brasileiro). Esta área inclui os Estados do Acre, Amapá, Amazonas, Mato Grosso, parte do Maranhão, Pará, Rondônia, Roraima e Tocantins, com uma população em torno de vinte milhões de habitantes (INPE, 2004).

A Amazônia é formada em grande parte por florestas ombrófilas densas, mas também inclui florestas estacionais decíduas e semidecíduas, florestas ombrófilas abertas, campinaranas, formações pioneiras, refúgios montanos e savanas amazônicas, além de manchas de cerrado (Fig. 2) (IBGE, 2004). As áreas alagáveis nesta região se estendem por cerca de 300.000 km<sup>2</sup> e estão divididas em ambientes de várzeas (4 %) e de igapós (2 %). As várzeas são áreas que permanecem inundadas somente na época da cheia dos rios, apresentando solos férteis em decorrência dos sedimentos depositados pelos rios. Em contraste, os igapós ocorrem em áreas de baixo relevo, próximos a rios, sofrendo inundações frequentes; são pobres em nutrientes inorgânicos e ricos em material orgânico dissolvido, com águas extremamente ácidas (Val *et al.*, 2006).

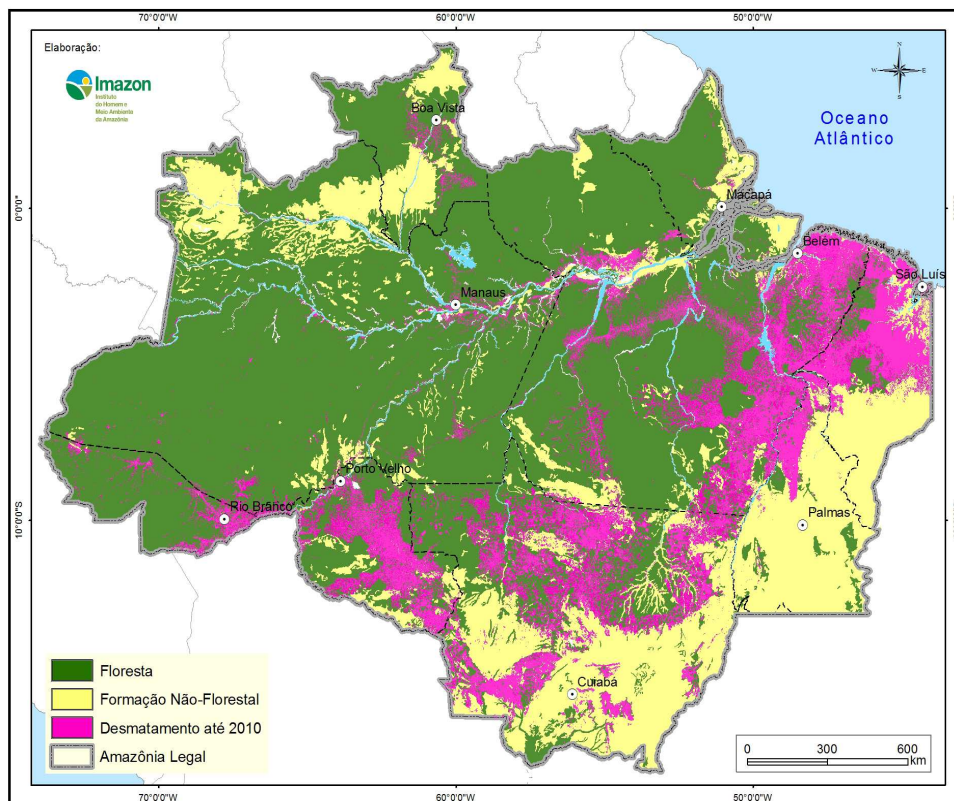


**Fig. 2.** Fitofisionomias do bioma Amazônia. Fonte: IBGE, 2004.

O papel de regulador do clima conferido à Amazônia está ligado à grande extensão de sua floresta. Grandes quantidades de vapor de água originadas na floresta amazônica são

transportadas por correntes de ar ao longo da América do Sul, o que confere a regulação do regime de chuvas em lugares como a Argentina, Paraguai e o centro-sul do Brasil. Estima-se que o processo de evapotranspiração da vegetação amazônica, composta por árvores de até 50 metros de altura, libere aproximadamente sete trilhões de toneladas de água por ano na atmosfera (Val *et al.*, 2010).

Nos últimos anos a taxa de desmatamento na Amazônia vem sofrendo ligeira diminuição, mesmo assim, os Estados do Pará, Rondônia e Mato Grosso continuam com as maiores taxas de desmatamento e também de degradação florestal (Fig. 3) (IMAZON, 2012). Apesar das ameaças ambientais e pressões antrópicas (exploração madeireira, formação de pastagens, expansão da rede rodoviária, projetos hidrelétricos e de mineração) avançarem cada vez mais nesta região, a Amazônia possui 43,9% de seu território inserido em áreas protegidas que englobam unidades de conservação (22,2%) e terras indígenas (21,7%). Estas áreas protegidas apresentam maior extensão nos Estados do Amazonas e Pará, embora o Amapá apresente a maior proporção de áreas protegidas em comparação a sua extensão territorial (Veríssimo *et al.*, 2011).



**Fig. 3.** Desmatamento na Amazônia Legal (áreas em rosa) durante o ano de 2010. Fonte: IMAZON (2012).

A diversidade biológica e de habitats na Amazônia está intimamente relacionada ao histórico geológico, às dimensões da bacia, à natureza contrastante das sub-bacias que a constituem e à heterogeneidade do habitat de cada planície aluvial individual (Haffer, 2008). A Amazônia apresenta a maior diversidade de espécies vegetais, abrigando em torno de 30.000 espécies de plantas (10% da flora mundial). Já em relação à fauna de invertebrados são conhecidas 1.800 espécies de borboletas, 3.000 espécies de formigas e 2.500 espécies de abelhas, que constituem uma parte significativa das espécies mundialmente conhecidas. Quanto à fauna dos vertebrados, estão registrados 163 espécies de anfíbios (27% do total estimado para o Brasil e 4% para o mundo), 240 espécies de répteis, 311 espécies de mamíferos e cerca de 1.300 espécies de peixes. Dentre essas espécies, 283 são consideradas raras ou de distribuição restrita (Salati *et al.*, 2006).

Em relação às espécies de fungos, as informações disponíveis são ainda incipientes para se estimar a diversidade deste grupo na Amazônia. Dentre os fungos, os basidiomicetos têm sido mais bem inventariados destacando-se as ordens Agaricales, Polyporales e Pucciniales (Braga-Neto *et al.*, 2008a, b; Sotão *et al.*, 2009a,b; Gibertoni *et al.*, 2012; Gomes-Silva *et al.*, 2012; Medeiros *et al.*, 2012; entre outros). Em relação aos ascomicetos, a maior parte dos registros foi realizada por A.C. Batista e colaboradores e por estudos pontuais durante as décadas de 60 a 70 (Silva & Minter, 1995; Samuels & Müller, 1978a;b;c;d;e;f; 1980; entre outros). A fase anamórfica, representada pelos fungos conidiais, tem sido estudada mais recentemente, revelando um número significativo de espécies para a região (Katz, 1981; Silva, 2002; Hernández-Gutiérrez *et al.*, 2009, Monteiro *et al.*, 2010; Castro *et al.*, 2011, 2012, entre outros). Para os quitridiomicetos e zigomicetos os registros são escassos e nenhum tipo de listagem de espécies está disponível (Silva & Minter, 1995; Milanez *et al.*, 2007; entre outros). Dentre os organismos afins, apenas os mixomicetos e oomicetos já foram registrados na Amazônia (Cavalcanti, 1970; Cavalcanti *et al.*, 1999, 2014; Farr, 1985; Silva, 2002).

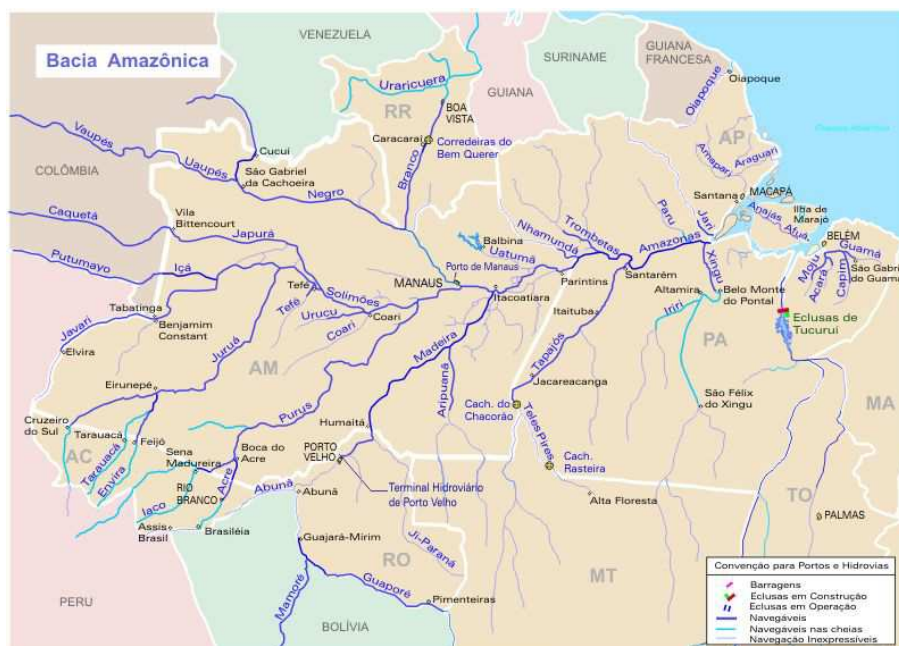
### **2.3. Ambientes aquáticos na Amazônia brasileira**

A bacia hidrográfica Amazônica é a maior bacia de drenagem do mundo ocupando uma área de aproximadamente 6.869.000 km<sup>2</sup>, desde suas nascentes nos Andes Peruanos até sua foz no oceano Atlântico (região norte do Brasil). Esta bacia continental se estende sobre vários países da América do Sul: Brasil (63%), Peru (17%), Bolívia (11%), Colômbia (5,8%), Equador (2,2%), Venezuela (0,7%) e Guiana (0,2%) (Neil *et al.*, 2006). No Brasil (Fig. 4) o sistema formado pelo Rio Amazonas representa o maior ecossistema

de água doce do mundo, com praticamente 20% da descarga de água doce da Terra (Goulding, 1980).

As sub-bacias do Amazonas têm sido tradicionalmente classificadas em três grandes categorias quanto à turbidez, cor e pH da água: águas brancas, águas pretas e águas claras. Os rios de águas brancas, originários dos Andes, são caracterizados por altas cargas de sedimentos, pouca transparência e pH quase neutro (6.2–7.2). Os rios de águas pretas drenam as paisagens das terras baixas com solos de areia branca dominados por plantas com alto teor de taninos, sendo muito pobre em sedimentos e nutrientes, a transparência pode chegar até 2,5m de profundidade e pH ácido (3.8–4.9). Já os rios de águas claras ocorrem em terrenos altos, particularmente os brasileiros e do escudo das Guianas e possuem águas relativamente claras (esverdeadas), pouca carga de sedimentos, transparência alta, com pH ácido a quase neutro (4.5–7.8) (Sioli, 1968; Junk, 1983).

Estudos recentes enfatizaram que a diversidade dos habitats aquáticos amazônicos está associada à variabilidade morfológica de canais, lagos e pântanos, bem como regimes hidrológicos distintos nas seções a montante, na metade do curso do rio e a jusante do rio (Mertes *et al.*, 1996; Goulding *et al.*, 2003). Esses ecossistemas aquáticos também são caracterizados por altos níveis de biodiversidade e de endemismo de espécies (Killeen, 2007). Para a Amazônia são conhecidas oito áreas de endemismo, baseadas em estudos de distribuição de aves, anfíbios, borboletas, lagartos, primatas e plantas vasculares, todas elas delimitadas pelos principais rios da região (Silva *et al.*, 2005; López-Osorio & Miranda-Esquivel, 2010; Mielke *et al.*, 2012).



**Fig. 4.** Distribuição dos rios na bacia hidrográfica amazônica na Amazônia brasileira. Fonte: Mapa Brasil (2013).



Os ambientes aquáticos na Amazônia também vêm sofrendo com a perda de biodiversidade causada principalmente pelo desmatamento, que em consequência leva ao assoreamento de rios e poluição de corpos d'água como córregos e igarapés, além de alterar e eliminar diversos habitats (Sallati *et al.*, 2006). Em relação aos corpos d'água localizados em áreas urbanizadas e populosas como nas capitais dos Estados, os níveis de poluição são altos e grande parte de suas águas são comprometidas pelo lançamento de dejetos por falta de redes de esgoto adequadas (Paranaguá *et al.*, 2003; Leão *et al.*, 2007; Val *et al.*, 2010).

Além de desempenhar importante papel na regulação do clima em outras regiões do país, os rios amazônicos também contribuem com o ciclo do carbono em escala global. Inicialmente os sedimentos ricos em carbono orgânico dissolvido proveniente dos Andes, juntamente com o escoamento da água do solo na própria região, são transportados pelos rios, destacando-se os rios Amazonas, Madeira e Solimões. Estes sedimentos alcançam o oceano Atlântico e sustentam uma alta produtividade primária no estuário do rio Amazonas, permitindo a remoção de grandes quantidades de CO<sub>2</sub> atmosférico (Richey *et al.*, 2002; Subramaniam *et al.*, 2008; Val *et al.* 2010).

#### **2.4. Os fungos no ambiente aquático**

Os fungos aquáticos podem ser definidos como aqueles em que todo o seu ciclo de vida está completamente adaptado ao ambiente aquático, incluindo a esporulação em substratos submersos (Shearer *et al.*, 2007). Representantes dos mais diversos grupos de fungos como os quitridiomycetos, ascomycetos, fungos conidiais, basidiomycetos, zigomicetos e tricomycetos (associados ao trato digestivo de larvas com vida aquática) estão presentes em diferentes habitats aquáticos sejam dulcícolas ou marinhos (Goh & Hyde, 1996; Hyde *et al.*, 1998; Wong *et al.*, 1998; Lichtwardt *et al.*, 1999; Ferrington *et al.*, 2005; Shearer *et al.*, 2007; Bench & White, 2012).

A definição de fungo aquático está diretamente relacionada ao grau de adaptação das espécies aos habitats tipicamente aquáticos ou de origem alóctone, como partes de vegetais que entram nestes ambientes. Park (1972) definiu os fungos segundo o grau de adaptação ao ambiente aquático nas seguintes categorias: residentes (habitando a água em todo seu ciclo de vida), anfíbios (passando parte de seu ciclo de vida na água) e transitórios (quando levados para o ambiente aquático através do vento ou da água da chuva). Wong *et al.* (1998) reconheceram três principais grupos: hifomicetos aquáticos (fungos ingoldianos) que ocorrem geralmente em folhas em decomposição; ascomycetos e hifomicetos aquáticos

ocorrendo sobre material lenhoso submerso (ramos e galhos); e quitridiomicetos e oomicetos (estes relacionados aos fungos), incluindo espécies patogênicas. Numa definição mais ampla, Thomas (1996) definiu os fungos aquáticos como espécies em que parte ou todo o seu ciclo de vida dependem da água para ser completada. Contudo, esporos de fungos terrestres são comumente encontrados em ambientes aquáticos, provavelmente levados pela chuva (Descals & Moralejo, 2001), assim como propágulos de fungos tipicamente aquáticos podem estar presentes em ambientes terrestres (Bandoni, 1972; Park, 1974; Goh & Hyde, 1996).

Definir o grau de adaptação dos fungos a ambientes aquáticos pode ser controverso em muitos casos, mas de um modo geral, dados sobre a ausência/presença de fungos em diversos habitats aquáticos permitem inferir quais grupos estão mais bem adaptados a estes ambientes e hipotetizar como a pressão seletiva vem agindo sobre eles (Belliveau & Bärlocher, 2005; Vijaykrishna *et al.*, 2006; Shearer *et al.*, 2007). Dentre os representantes do reino Fungi, quitridiomicetos, ascomicetos, fungos conidiais e basidiomicetos estão entre os mais comuns em ambientes aquáticos.

#### **2.4.1. Fungos zoospóricos: quitridiomicetos**

O filo Chytridiomycota é constituído por fungos verdadeiros que apresentam células flageladas, com flagelos lisos sem mastigonemas, que o diferencia de outros grupos afins. Compreende duas classes definidas segundo critérios ultraestruturais e moleculares: Chytridiomycetes com seis ordens (Chytridiales, Cladochytriales, Lobulomycetales, Rhizophlyctidiales, Rhizophydiales e Spizellomycetales), separadas segundo a ultraestrutura do zoósporo, e Monoblepharidomycetes com uma única ordem, Monoblepharidales (Barr, 2001; Hibbett *et al.*, 2007; Letcher *et al.*, 2008; Simmons *et al.*, 2009; Mozley-Standridge *et al.*, 2009).

Neste filo estão incluídas cerca de 1.500 espécies descritas (Shearer *et al.*, 2007) que podem atuar como parasitas ou sapróbias e são importantes decompositores no ambiente aquático, sendo capazes de degradar materiais orgânicos como celulose, quitina e queratina presentes em restos vegetais e exoesqueletos de insetos; também podem ainda parasitar vários organismos aquáticos como rotíferos, tardígrados, nematóides, larvas de mosquitos, e até mesmo outros fungos aquáticos como oomicetos. Podem se reproduzir assexuadamente através de zoosporângios ou sexuadamente por oogamia, isoplanogamia, anisoplanogamia ou fusão de gametângios (Milanez, 1999; Shearer *et al.*, 2004).

#### 2.4.2. Ascomicetos em ambientes aquáticos

Os ascomicetos aquáticos representam um grupo polifilético cuja adaptação ao ambiente aquático ocorreu muitas vezes na história evolutiva deste grupo (Vijaykrishna *et al.*, 2006). Seus representantes podem estar presentes em habitats lóticos e lênticos atuando como importantes decompositores da matéria orgânica acumulada nestes ambientes (Simonis *et al.*, 2008; Wurzbacher *et al.*, 2010). São principalmente sapróbios, mas podem ocorrer como parasitas de macrófitas aquáticas, endofíticos e servirem como recurso alimentar para invertebrados (Kuehn *et al.*, 2000; Shearer *et al.*, 2004; Khattab, 2007).

Para o ambiente de água doce já foram registradas 610 espécies de ascomicetos (Shearer & Raja, 2010), a maior parte ocorrendo em regiões temperadas. Este grupo, que inclui espécies distribuídas entre as classes Dothideomycetes, Leotiomycetes e Sordariomycetes, apresenta adaptações morfológicas e fisiológicas que os tornam capazes de colonizar substratos submersos e de dispersar seus esporos na água (Jones, 2006; Vijaykrishna *et al.*, 2006). Em termos de dispersão, a liberação ativa parece predominar em relação ao modo passivo, ao menos nos trópicos, embora algumas espécies apresentem ascos deliquescentes como *Ascoscacculus aquaticus* (K.D. Hyde) J. Campb., J.L. Anderson & Shearer e *Nais inornata* Kohlm. (Goh & Hyde, 1996).

Para que as etapas de fixação e colonização de novos substratos sejam iniciadas, os ascomicetos desenvolveram uma série de adaptações morfológicas como ascósporos com formas sigmóides ou presença de apêndices (Vijaykrishna *et al.*, 2006). Estes últimos podem ter seis tipos reconhecidos: 1- liberação de gotas de mucilagem do ascósporo; 2- apêndices uncinados que desenrolam para formar finos filamentos viscosos; 3- bainhas mucilaginosas ou viscosas; 4- apêndices em forma de almofada; 5- ascósporos com paredes adesivas e 6- apêndices irregulares sem componente fibrilar (Goh & Hyde, 1996; Jones, 2006).

Os ascomicetos de água doce representam um importante grupo ecológico, cujos representantes também já foram registrados em ambientes terrestres e marinhos. De acordo com Vijaykrishna *et al.* (2006) os ascomicetos de água doce podem ser divididos em quatro grupos ecológicos: 1- gêneros conhecidos somente de habitats de água doce (ex. *Jahnula* Kirschst.); 2- gêneros com espécies de habitat aquático doce e terrestres (ex. *Annulatascus* K.D. Hyde); 3- gêneros com espécies de água doce e marinhas (ex. *Aniptodera* Shearer & M.A. Mill.) e 4- gêneros presentes em habitats de água doce, marinhos e terrestres (ex. *Anthostomella* Sacc.). Com o aumento dos esforços de coleta em áreas tropicais, ocorrerá uma ampliação do conhecimento sobre como os ascomicetos

aquáticos estão distribuídos entre estes habitats e geograficamente (Fallah & Shearer, 2001; Vijaykrishna *et al.*, 2006; Shearer *et al.*, 2007).

#### **2.4.3. Basidiomicetos em ambientes aquáticos**

Dentre os grupos de fungos presentes em ambientes aquáticos, os basidiomicetos são pouco frequentes e possuem um número muito baixo de espécies registradas (Goh & Hyde, 1996). Shearer *et al.* (2007) indicaram a ocorrência de apenas onze espécies para este tipo de ambiente, apesar da realização de vários estudos envolvendo substratos lignícolas (Shaw, 1972; Nawawi *et al.*, 1977a,b; Nawawi & Webster, 1982; Nawawi, 1985; Nawawi & Kuthubutheen, 1988b).

Em contraste, Nikolcheva & Bärlocher (2004), utilizando técnicas moleculares (eletroforese em gel de gradiente desnaturante – DGGE) para detectar a presença de grupos fúngicos num riacho de Fenwick (Canadá), registraram os basidiomicetos como o segundo grupo mais abundante dentre os substratos analisados. A introdução de técnicas moleculares em estudos sobre a diversidade aquática tem ampliado o registro de basidiomicetos, especialmente na forma de leveduras (*Rhodothorula* e *Cryptococcus*) (Jobard *et al.*, 2012).

Dentre os basidiomicetos são poucas as espécies que apresentam algum tipo de adaptação para se desenvolverem em substratos submersos. As espécies de *Halocyphina* Kohlm. & E. Kohlm. e *Nia* R.T. Moore & Meyers apresentam o basidioma fechado que impede a liberação imediata dos basidiósporos quando o himênio entra em contato com a água. Em espécies de *Digitatispora* Doguet os basidiósporos estão fortemente aderidos ao basídio, não sendo liberados prematuramente pelo movimento da água (Ginns & Malloch, 1977). A liberação passiva dos basidiósporos em *Nia vibrissa* R.T. Moore & Meyers, *Digitatispora marina* Doguet e *Limnoperdon incarnatum* G.A. Escobar contribui para aumentar as chances de estabelecimento do fungo em substratos lignícolas submersos, ao contrário da liberação ativa. Além disso, para que os basidiomicetos conseguissem um estilo de vida aquática, os basidiomas precisariam ser menores, flexíveis e resistentes para garantir sua viabilidade na água, evitando sua deterioração e consumo por animais aquáticos (Brooks, 1975; Jones, 1979).

#### **2.4.4. Fungos conidiais em ambientes aquáticos**

Para o ambiente aquático, até o momento, foram registrados 548 fungos conidiais, a maioria em regiões tropicais (Shearer & Raja, 2010). Seus representantes podem ser

incluídos em quatro grupos ecológicos de acordo com o modo de esporulação e crescimento micelial: fungos ingoldianos, hifomicetos aeroaquáticos, hifomicetos terrestre-aquáticos e hifomicetos anfíbios, estes dois últimos sendo considerados organismos facultativos (Goh & Hyde, 1996). Goh (1997) apresentou a distinção entre os grupos, que é mais utilizada atualmente, e seguida neste trabalho: hifomicetos aeroaquáticos, hifomicetos aquáticos (ingoldianos) e hifomicetos aquáticos lignícolas.

### **Hifomicetos Aeroaquáticos**

O termo aeroaquático foi empregado pela primeira vez por Beverwijk (1951) a partir de estudos de cultura pura da espécie *Clathrosphaera zalewskii* Beverw. (como *Clathrosphaera spirifera* Zalewski), onde foi observado que o micélio deste fungo crescia submerso e que os esporos eram sempre produzidos acima do nível da água, quando o substrato era exposto ao ar. Os hifomicetos aeroaquáticos podem suportar condições submersas, mas se reproduzem somente na superfície da água (Fisher, 1977, 1978; Voglmayr, 2000).

As estruturas reprodutivas, geralmente conídios, são modificadas possuindo diferentes formas para armazenar ar para flutuação, que é garantida por ornamentações e incrustações hidrofóbicas na parede conidial (Fisher, 1977; Goh & Hyde, 1996; Voglmayr, 2000; Shearer *et al.*, 2007). São encontrados em habitats lóticos de fluxo lento (pequenos riachos), mas principalmente em habitats lênticos (lagos, tanques, pântanos, valas, etc.) apresentando adaptações específicas para este habitat, como resistência a períodos de depleção de oxigênio e tolerância a sulfito (Field & Webster, 1983, 1985); ocorrem em folhas em decomposição, material lenhoso, macrófitas mortas e outras partes de plantas submersas (Shearer *et al.*, 2004, 2007).

Dentre as 90 espécies definidas como hifomicetos aeroaquáticos, 86 são ascomicetos e quatro são basidiomicetos (Shearer *et al.*, 2007). Esses fungos podem apresentar diferentes formas de conídios que permitem sua flutuação na água: clatróides (*Clathrosphaerina*, *Clathrosporium*), helicoidais (*Helicoon*, *Helicomycetes*) e propágulos de forma irregular (*Cancellidium*, *Nidulispora*), capazes de armazenar ar e permitir sua dispersão na superfície da água (Goh & Hyde, 1996; Zhao *et al.*, 2007).

### **Hifomicetos ingoldianos (aquáticos)**

Os hifomicetos aquáticos, também conhecidos como ingoldianos, em homenagem a C. T. Ingold que descreveu estes fungos em detalhes pela primeira vez, formam um grupo

de fungos de origem polifilética (Belliveau & Bärlocher, 2005). Filogeneticamente, a maioria das espécies está relacionada ao filo Ascomycota, enquanto pouquíssimos (10 espécies) ao filo Basidiomycota (Marvanová, 1997; Shearer *et al.*, 2007). Esses fungos são considerados aquáticos por serem capazes de esporular sob a água e colonizarem folhas em decomposição submersas em ambientes lóticos.

A identificação de hifomicetos aquáticos é baseada principalmente na morfologia dos conídios. Seus conídios apresentam formas singulares que incluem tetra radiados, com quatro longas ramificações divergentes (estaurosporos) e conídios sigmóides (escolecosporos) com curvaturas em mais de um plano, sendo hialinos na maioria das espécies (Ingold, 1975; Webster & Descals, 1981; Descals, 2005). Suas formas típicas podem representar adaptações para melhor colonização de substratos devido à maior capacidade de suspensão na água e aumento na superfície de contato conferido por suas ramificações (Dang *et al.*, 2007; Kearns & Bärlocher, 2008).

Poucas conexões anamorfo-teleomorfo foram estabelecidas entre as espécies conhecidas. Bärlocher (2009) sugere que os hifomicetos aquáticos apresentem uma produção massiva de conídios para compensar a disponibilidade sazonal, a rápida deterioração do substrato e a forte competição com outros organismos como invertebrados e bactérias. Por outro lado, a formação de esporos meióticos (ascosporos) poderia representar uma forma de resistência a condições desfavoráveis, apontando que esses esporos são menores e mais robustos quando comparados aos conídios, mais delicados.

Muitas espécies de hifomicetos aquáticos apresentam distribuição cosmopolita, sendo ubíquas em vários ambientes aquáticos principalmente em rios e riachos, mas também em lagos, águas salobras e habitats terrestres (Wong *et al.*, 1998; Chan *et al.*, 2000; Shearer *et al.*, 2004). Há espécies restritas apenas a regiões temperadas e frias, e outras a regiões tropicais e quentes; algumas espécies provavelmente estão restritas a pequenas regiões geográficas (Marvanová, 1997; Wong *et al.*, 1998).

Cerca de 300 espécies de hifomicetos ingoldianos foram descritos até o momento, a maioria deles em regiões temperadas (Goh, 1997; Shearer *et al.*, 2007). Sua dispersão pode ocorrer passivamente através da correnteza e da espuma; também podem ser levados ao longo do rio na forma micelial presentes no tecido foliar ou material lenhoso. Animais como aves aquáticas ou invertebrados também podem contribuir indiretamente com a dispersão dos conídios e do micélio transportando-os preso aos seus corpos (Chan *et al.*, 2000). Algumas espécies já foram encontradas como endofíticas em raízes de plantas de

vegetação ripária (Sati & Belwal, 2005; Sokolski *et al.*, 2006; Selosse *et al.*, 2008; Sati *et al.*, 2009).

### **Hifomicetos aquático-facultativos (aquáticos lignícolas)**

Esse grupo de fungos, referidos pela primeira vez por Ingold (1975), são comumente encontrados colonizando uma ampla variedade de substratos vegetais submersos tanto em habitats lênticos quanto lóticos (Sivichai *et al.*, 2000; Tsui *et al.*, 2000). A maioria das 450 espécies conhecidas (Shearer & Raja, 2010) apresenta pigmentação escura nos conidióforos e/ou conídios, sendo lignícolas, ou mais raramente, folícolas (Goh & Hyde, 1996).

A esporulação desses fungos pode ocorrer quando o substrato está imerso ou quando emerge e entra em contato com o ar, o que ajuda na dispersão de seus conídios (Goh, 1997). Estes hifomicetos não apresentam formas especializadas para a dispersão no ambiente aquático, embora alguns gêneros, como *Camposporium*, *Nawawia*, *Pleiochaeta* e *Tetraploa*, apresentem conídios ramificados ou com a presença de apêndices (Goh & Hyde, 1996).

Hifomicetos lignícolas podem ser divididos em residentes e imigrantes seguindo as considerações de Park (1972) e Shearer *et al.* (2007). Dentre os residentes estão espécies de gêneros que foram registrados somente em habitats aquáticos como *Aquaphila*, *Canalisporium*, *Camposporidium*, *Nidulispora* e *Yinmingella*. Enquanto que nos imigrantes estão presentes espécies de gêneros comuns em ambientes terrestres (especialmente espécies associadas ao folhedo) que também já foram relatados em habitats aquáticos incluindo *Acrodictys*, *Acrogenospora*, *Bactrodesmium*, *Dictyosporium*, *Ellisembia*, *Sporidesmiella*, *Trichocladium*, entre outros (Shearer *et al.*, 2007).

A maior parte dos estudos com este grupo foi realizada com materiais lenhosos, que resultaram em um número expressivo de espécies em habitats lóticos como rios e riachos (Sivichai *et al.*, 2000; Tsui *et al.*, 2000, 2001; Ho *et al.*, 2001; Kane *et al.*, 2002; Cai *et al.*, 2003, 2006; Tsui & Hyde, 2004; Fryar *et al.*, 2004a,b; Vijaykrishna & Hyde, 2006; Raja *et al.*, 2009; Sridhar *et al.*, 2010; Sudheep & Sridhar, 2011) e lênticos como lagos e tanques (Hyde & Goh, 1998a; Cai *et al.*, 2002; Luo *et al.*, 2004; Orłowska *et al.*, 2006; Czeżuga *et al.*, 2007; Raja *et al.*, 2007), tanto em regiões tropicais como temperadas (Shearer *et al.*, 2007).

## **2.5. Fungos conidiais em ambientes aquáticos: papel ecológico e potencial biotecnológico**

Os fungos conidiais se destacam como os principais decompositores da matéria orgânica acumulada em ambientes aquáticos. A importância ecológica deste grupo reside na degradação do material vegetal que cai na água, disponibilizando diversos nutrientes dos quais muitos derivam de substâncias complexas como celulose e lignina (Chan *et al.*, 2000; Abdel-Raheem & Ali, 2004; Lecerf & Chauvet, 2008), permitindo que estas possam ser utilizadas por outros organismos em diferentes níveis tróficos, como os invertebrados aquáticos (Suberkropp, 1997; Duarte *et al.*, 2006; Rincón & Santelloco, 2009).

O processo de decomposição apresenta três fases definidas: remoção, colonização microbiana e nutrição de invertebrados (Gessner *et al.*, 1999). Remoção consiste na retirada de substâncias solúveis como compostos fenólicos, carboidratos e aminoácidos, iniciando entre 24-48 h após a imersão da folha na água e resultando na perda de até 30% da massa original. Nessa fase a colonização fúngica se dá lentamente e parece ser afetada pelos constituintes químicos da folha (Bärlocher, 1991). A colonização microbiana é estimulada ou inibida pelo tipo e quantidade de compostos retidos na folha influenciando a sua taxa de decomposição (Bengtsson, 1992; Bärlocher, 1997). Essa fase influencia fortemente a nutrição dos invertebrados, por modificar a palatabilidade e a maceração das folhas (Bärlocher, 1997).

Estudos demonstraram que os hifomicetos aquáticos podem ter seu desenvolvimento influenciado pela composição química da água (Raviraja *et al.*, 1998). Os principais fatores físico-químicos seriam temperatura, pH, luz e oxigênio dissolvido (El-Hissi *et al.*, 1992; Chamier & Tipping, 1997; Sridhar & Bärlocher, 1997; Rajashekhar & Kaveriappa, 2000; Baudoin *et al.*, 2008; Raja *et al.*, 2009; Krauss *et al.*, 2011). Alterações físico-químicas na água causadas pela presença de resíduos agro-químicos em ambientes aquáticos próximos de áreas agrícolas ou urbanizadas podem ocasionar a diminuição da diversidade de espécies nestes ambientes (Gunasekera & Rukmani, 1984; Pascoal *et al.*, 2005).

Hifomicetos aquáticos são capazes de degradar os principais constituintes das plantas: celuloses, hemiceluloses, pectinas e ligninas (Abdel-Raheem & Ali, 2004). Essa capacidade enzimática tem sido explorada ao longo dos últimos trinta anos e resultou na descoberta da produção de uma série de enzimas, incluindo amilases, proteases, xilanases, celulases e pectinases (Krauss *et al.*, 2011). Esses fungos também apresentam um alto potencial biotecnológico, especialmente em relação à biorremediação de metais pesados,



devido à sua versatilidade fisiológica e bioquímica que lhes confere resistência e tolerância para suportar mudanças ambientais envolvendo a presença de metais pesados como cobre, ouro, zinco e urânio (Sridhar *et al.*, 2000; Lecerf & Chauvet, 2008; Ferreira *et al.*, 2010; Krauss *et al.*, 2011). Linhagens de *Heliscus lugdunensis*, *H. submersus*, *Tetracladium marchalianum* e *Varicosporium elodeae*, estão sendo utilizadas em diversos estudos voltados para o entendimento das etapas metabólicas envolvidas nos processos de adsorção de metais pesados (Krauss *et al.*, 2011).

## **2.6. Estudos de microfungos em ambientes aquáticos de água doce**

### **2.6.1. Panorama mundial**

Desde que Ingold (1942) iniciou os estudos com hifomicetos aquáticos na Inglaterra vários trabalhos foram desenvolvidos com o objetivo de avaliar a diversidade fúngica em ambientes aquáticos, especialmente em regiões temperadas. Na Europa a amostragem deste grupo é alta e inclui trabalhos em países como Suécia (Nilsson, 1958, 1964), URSS (Dudka, 1974, 1985), França (Wood-Eggenschwiler & Bärlocher, 1983; Chauvet, 1991), República Tcheca (Marvanová 1988), Espanha (Casas & Descals, 1997), Irlanda (Harrington, 1997), Belarus (Gulis, 1999; Gulis & Marvanová, 1999), Alemanha (Sridhar *et al.*, 2001), Hungria (Gönczöl & Révay, 2003) e Polônia (Czeczuga & Muszyńska, 2005), entre outros.

Estudos em ambientes aquáticos foram realizados em diversas regiões do mundo incluindo, na América do Norte, os EUA (Ranzoni, 1953; Petersen, 1962, 1963a,b; Shearer & Webster, 1985) e Canadá (Bärlocher, 1987), entre outros. Na América Central, os trabalhos foram pontuais e realizados na Jamaica (Hudson & Ingold, 1960), Cuba (Marvanová & Marvan, 1969), Havaí (Goos, 1978), República Dominicana (Betancourt *et al.*, 1986) e Porto Rico (Santos-Flores *et al.*, 1996), entre outros. Para o continente sul-americano já foram realizados estudos na Argentina (Arambarri *et al.*, 1987a,b,c, Cabello *et al.*, 1993, Cazau *et al.*, 1993), Chile (Burgos & Riffart, 1982), Equador (Matsushima, 1993), Peru (Matsushima, 1995), Venezuela (Nilsson, 1962; Smits *et al.*, 2007; Cressa & Smits, 2007) e Brasil (Schoenlein-Crusius & Grandi, 2003), entre outros.

No continente africano os estudos ainda são escassos abrangendo poucos países: Nigéria (Ingold, 1956), Uganda (Ingold, 1958), Gana (Dixon, 1959), Rodésia (Ingold, 1958), África do Sul (Greathead, 1961; Hyde *et al.*, 1998c), Serra Leoa (Singh, 1972), Etiópia (Bhat & Chien, 1990), Egito (El-Hissy *et al.*, 1992) e Camarões (Chen *et al.*,

2000), entre outros. Em contraste, na Ásia concentra-se o maior número de estudos, desenvolvidos principalmente na China (Au *et al.*, 1992; Goh, 1997; Chan *et al.*, 2000; Lu *et al.*, 2000; Tsui *et al.*, 2000), Singapura (Tubaki *et al.*, 1993), Tailândia (Tubaki *et al.*, 1983), Sri-Lanka (Gunasekera & Rukmani, 1984), Paquistão (Iqbal, 1997), Japão (Tubaki, 1957; Hosoya & Tanaka, 2007), Malásia (Goh, 1997) e Índia (Ingold & Webster, 1973; Sridhar *et al.*, 1992; Rajashekhar & Kaveriappa, 2000), entre outros. Para a Oceania os estudos se concentram na Austrália (Shaw, 1972; Thomas, 1996; Hyde & Goh, 1998a) com registros esporádicos na Indonésia (Nayo, 1975), Papua Nova Guiné e Ilhas Salomão (Matsushima, 1971), entre outros.

Apesar dos avanços nos estudos e esforços para aumentar o conhecimento sobre a biodiversidade em ambientes aquáticos e de ser comprovado que várias espécies neste ambiente apresentam distribuição mundial (Goh, 1997; Marvanová, 1997; Shearer *et al.*, 2007), regiões como Antártica, Ártico (Engblom *et al.*, 1986), áreas temperadas da África, Oriente Médio e Ilhas do Pacífico ainda apresentam um número inexpressivo de espécies conhecidas (Shearer *et al.*, 2007) que principalmente refletem a falta de especialistas nessas regiões e em outras partes do globo.

### **2.6.2. Brasil: diversidade aquática pouco explorada**

Os hifomicetos aquáticos são muito bem estudados em regiões temperadas (Shearer *et al.*, 2007; Wong *et al.*, 1998), mas a diversidade deste grupo em ambientes tropicais ainda é pouco conhecida (Marvanová, 1997). Para o Brasil, os estudos abordando hifomicetos aquáticos estão praticamente concentrados no Estado de São Paulo (Schoenlein-Crusius & Milanez 1989, 1990a,b, 1998; Schoenlein-Crusius *et al.*, 1990, 1992, 1999; Pires-Zottarelli *et al.*, 1993; Schoenlein-Crusius, 2002; Schoenlein-Crusius & Grandi, 2003; Schoenlein-Crusius *et al.*, 2009; Moreira & Schoenlein-Crusius *et al.*, 2012). Para a região Amazônica, pouquíssimos estudos abordando fungos em ambientes aquáticos foram realizados (Karling, 1944; Silva, 2002), o que resulta em completo desconhecimento da diversidade de fungos aquáticos.

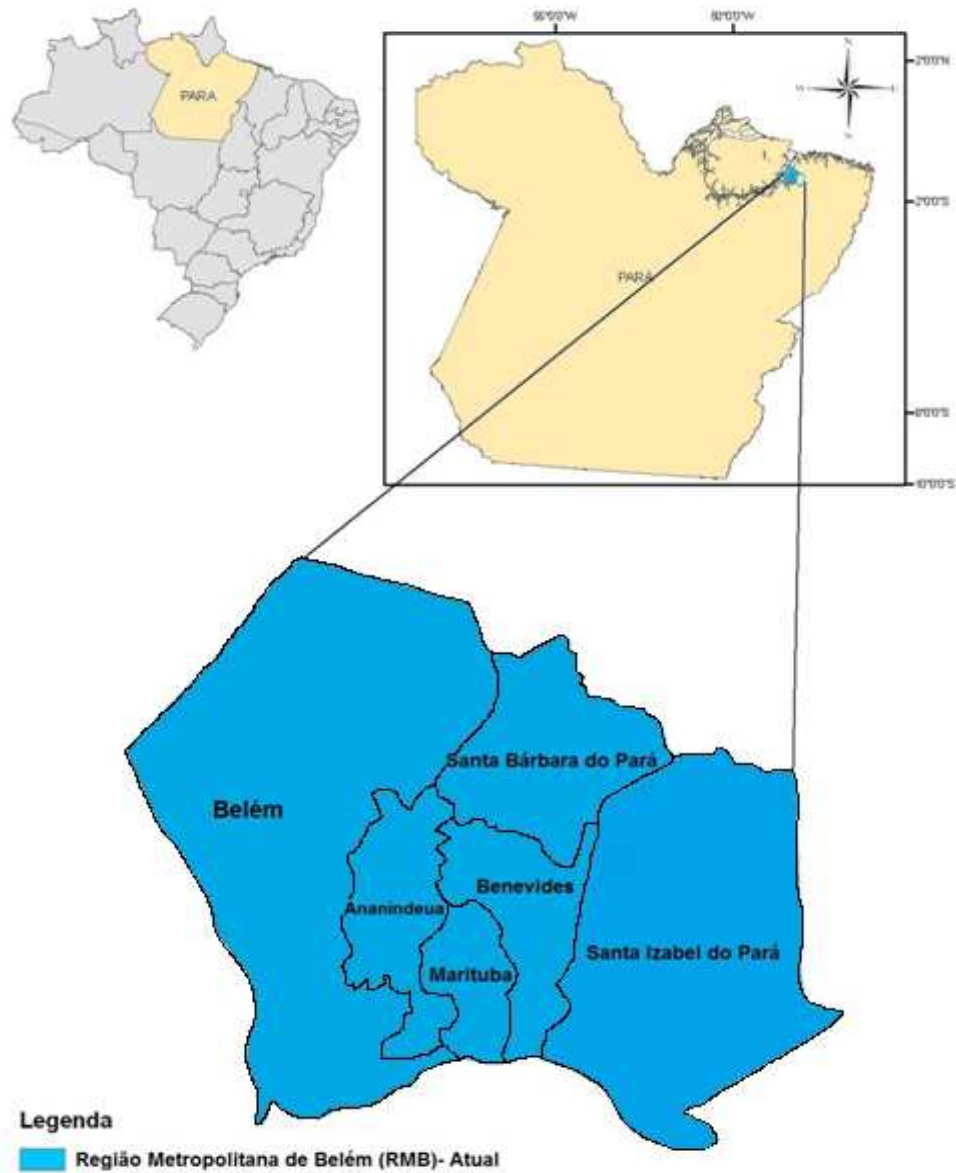
Recentemente, foram iniciados estudos na região semiárida do bioma Caatinga, no nordeste brasileiro. Um estudo realizado na Serra da Jibóia (Bahia) resultou na descrição de quatro novas espécies: o ascomiceto aquático *Annulatascus apiculatus* F.R. Barbosa & Gusmão (Barbosa *et al.*, 2008) e os hifomicetos *Thozetella submersa* F.R. Barbosa & Gusmão (Barbosa *et al.*, 2011), *Dactylaria saccardoana* F.R. Barbosa & Gusmão e *Quadracaea stauroconidia* F.R. Barbosa & Gusmão (Barbosa *et al.*, 2013), além do

registro de 43 espécies que representam novos registros para o Hemisfério Ocidental, Neotrópicos, América do Sul, Brasil e Estado da Bahia (Barbosa & Gusmão, 2011). Em trabalhos recentes em diferentes áreas da região semiárida foi descrita uma nova espécie, *Dictyochaeta aciculata* S.S.Silva & Gusmão (Silva & Gusmão, 2013), e foram efetuados vários novos registros de fungos conidiais em ambientes aquáticos (Almeida *et al.*, 2012; Fiuza & Gusmão, 2013). Estes estudos, apesar de ampliarem o conhecimento da distribuição geográfica de várias espécies e de contribuírem com a descrição de novos táxons, também demonstram a lacuna no conhecimento da diversidade de fungos em ambientes aquáticos em áreas tropicais.

### **2.7. Cobertura vegetal na Região Metropolitana de Belém**

A Região Metropolitana de Belém (RMB), no extremo leste do Estado do Pará, é a maior área metropolitana da região norte e atualmente é composta pelos municípios de Belém, Ananindeua, Marituba, Benevides, Santa Bárbara e Santa Izabel do Pará, incluído recentemente (Fig. 5) (Leão *et al.*, 2007).

Apesar de incluir importantes fragmentos de florestas nativas da Amazônia e ser considerada uma área de endemismo (Silva *et al.*, 2005), a RMB vem sofrendo uma perda significativa de suas áreas verdes em decorrência do crescimento acelerado e desordenado de sua área urbana nos últimos 20 anos e da exploração de seus recursos naturais (Leão *et al.*, 2007). Esta situação tem levado a uma diminuição da sua cobertura vegetal, que atualmente conta com cerca de 369 km<sup>2</sup> (31%) da cobertura florestal original (Leão *et al.*, 2007). Estes remanescentes florestais estão restritos à região das ilhas e em áreas continentais representadas por instituições públicas de ensino e pesquisa (Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária–EMBRAPA, Museu Paraense Emílio Goeldi–MPEG, Universidade Federal do Pará–UFPA e Universidade Federal Rural da Amazônia–UFRA), terrenos militares e unidades de conservação (Leão *et al.*, 2007). Ao todo sete áreas de conservação podem ser encontradas, parte delas apresentando estudos que demonstram a riqueza de espécies da flora e fauna amazônicas: Área de Pesquisas Ecológicas do Guamá (APEG), Bosque Rodrigues Alves/Jardim Botânico da Amazônia, Área de Proteção Ambiental (APA) Ilha do Combu, Parque Ecológico de Gunma, Parque Estadual do Utinga, Reserva Florestal da Amafrutas e Sede da Embrapa Amazônia Oriental (Schwartz *et al.*, 2006; Amaral *et al.*, 2009). Essas áreas conservam fragmentos de ecossistemas amazônicos como matas primárias e secundárias de terra firme, áreas de várzea e de igapó (Schwartz *et al.*, 2006).



**Fig. 5.** Região Metropolitana de Belém. Fonte: IBGE (2009).

O conhecimento sobre a presença de fungos conidiais nesses remanescentes de floresta Amazônica, com poucas exceções, é escasso. Em relação à ocorrência desse grupo de fungos em ambientes aquáticos, este estudo representa a primeira investigação em substrato vegetal submerso para a Amazônia brasileira, e visa contribuir para o conhecimento da biodiversidade, de aspectos ecológicos e da ampliação da distribuição geográfica de várias espécies de fungos conidiais. Nessas circunstâncias é urgente a realização de estudos que gerem conhecimento sobre a diversidade de espécies de fungos conidiais presentes em uma das maiores bacias hidrográficas do mundo, visto que cada vez

Monteiro, Josiane – Fungos conidiais associados a substratos vegetais submersos...

mais os processos antrópicos estão avançando nesta região e levando à perda de espécies, muitas delas desconhecidas para a ciência.

### 3. MATERIAIS E MÉTODOS

#### 3.1. Áreas de estudo

As três áreas escolhidas para o estudo estão incluídas na Região Metropolitana de Belém, que abrange os municípios de Ananindeua, Belém, Benevides, Marituba, Santa Bárbara e Santa Izabel (Leão *et al.*, 2007). O clima da região é do tipo tropical úmido Af<sub>i</sub>, segundo a classificação de Köppen, com temperatura média em torno de 26° C. A umidade relativa do ar varia em torno de 85 % e a precipitação pluviométrica anual está entre 2.500 a 3.000 mm (SUDAM, 1984). As estações são reguladas pela pluviosidade e não pela temperatura, apresentando duas estações definidas – estação chuvosa e seca – segundo a maior ou menor frequência de chuvas (Diniz, 1986).

##### 3.1.1. Área de Proteção Ambiental Ilha do Combu

A Área de Proteção Ambiental (APA) Ilha do Combu (IC) (48°25'W e 1°25'S) está localizada ao sul do município de Belém (Fig. 6), a 1,5 km por via fluvial e apresenta uma área de aproximadamente 15 km<sup>2</sup>, na margem esquerda do rio Guamá (Amaral *et al.* 2009).

A vegetação da IC é caracterizada pela presença dominante de palmeiras, especialmente *Euterpe oleracea* Mart. (açazeiro), mas também por espécies de cipós, árvores, arbustos, liana e de sub-bosque, além de floresta primária e secundária. Esta ilha apresenta características sedimentares e topográficas particulares que influenciam a estrutura vegetacional, conduzindo à formação de dois tipos de ambientes topográficos de várzea (baixa e alta), com diferenças na diversidade florística presente (Amaral *et al.* 2009).

A IC sofre influência das marés por estar inserida no estuário amazônico, na foz do rio Guamá (Amaral *et al.* 2009). No período chuvoso (janeiro a março), áreas de várzea baixa e de igapó são inundadas diariamente. Esta ilha é entrecortada por pequenos canais que promovem a irrigação de várias partes da mesma.

##### 3.1.2. Parque Ecológico de Gunma

O Parque Ecológico de Gunma (PEG) está localizado no município de Santa Bárbara (Fig. 6), nordeste do Estado do Pará (01°13'86"S e 48°17'41.18"W), à altura do km 18 da rodovia Belém-Mosqueiro (PA-391). Esta rodovia divide o parque ao meio, sendo que a margem direita apresenta as áreas de florestas de terra firme, várzea e igapó;

enquanto na margem esquerda localiza-se a base física do parque e parcelas de sistemas agroflorestais (Almeida *et al.* 2003).

O PEG apresenta diferentes tipos vegetacionais como floresta densa de terra firme, capoeira, igapó e várzea. O dossel da floresta de terra firme varia de 30-35 m de altura, já o dossel da várzea e do igapó apresentam-se mais baixos e mais abertos. A vegetação secundária apresenta setores de diferentes idades e tamanhos (Almeida *et al.* 2003).

O PEG é drenado por dois igarapés: Tracuateua e Tauariê. O igarapé Tracuateua drena o limite sul, enquanto o igarapé Tauariê drena uma pequena parte a nordeste do Parque. Esses igarapés sofrem influência do fluxo diário das marés até a parte mediana de seus percursos, formando várzeas com águas de coloração parda, rica em sedimentos. Na parte superior do curso e na cabeceira, as águas são transparentes e o ambiente predominante é o igapó (Almeida *et al.* 2003).

### **3.1.3. Parque Estadual do Utinga**

O Parque Estadual do Utinga (PEUt) situa-se no nordeste do Estado do Pará (Fig. 6) (01°25'S e 048°27'W) e foi transformada em Área de Proteção Ambiental (APA) da Região Metropolitana de Belém, pelo Decreto Estadual nº 1.551, de 03 de maio de 1993, com a finalidade de preservação dos mananciais de água potável do município de Belém (Trindade *et al.*, 2007).

O PEUt apresenta uma vegetação bastante heterogênea e preservada, com floresta densa de terra firme, floresta de áreas inundadas (igapó), floresta secundária e campos gramíneos. Ocorrem espécies de porte médio a alto e grande variação em sua densidade, em função da inundação de áreas florestais provocadas pela construção da barragem no curso das águas no Lago Bolonha e Água Preta e pelo desmatamento para ocupação de diversas origens (Dias, 1991).

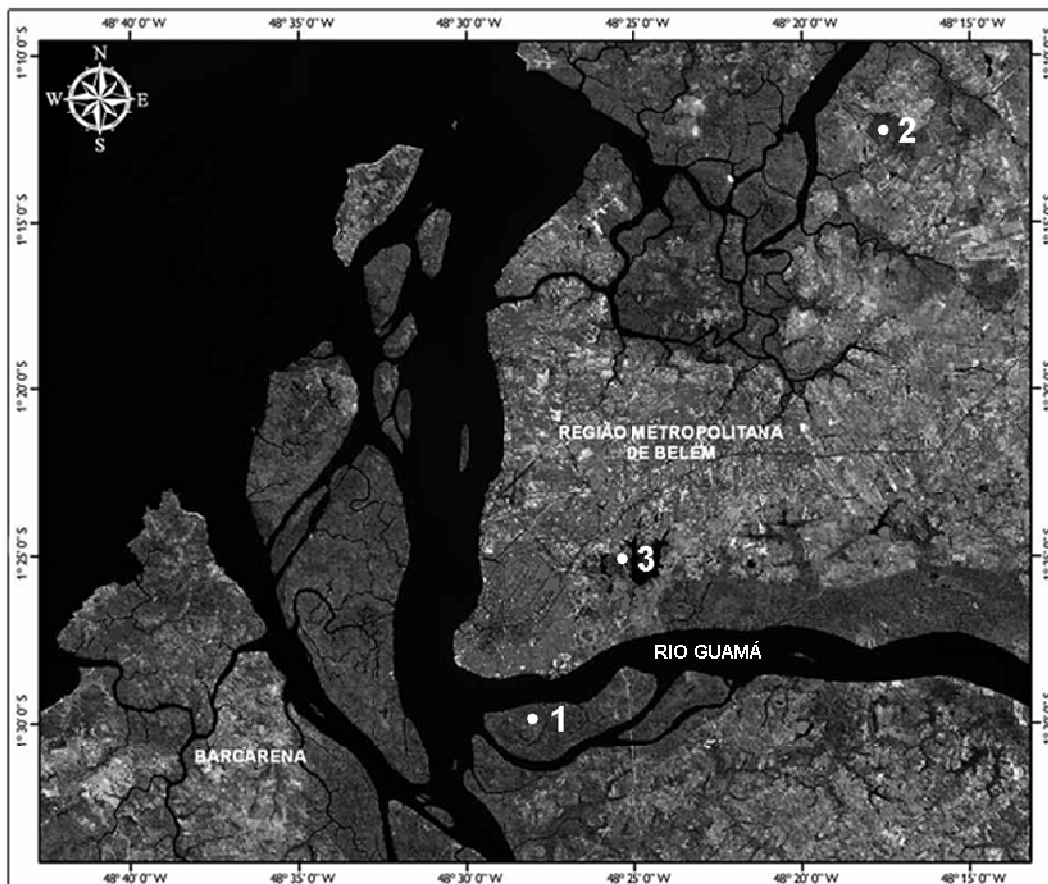
O sistema hídrico do PEUt compreende um conjunto de bacias superficiais e subterrâneas em áreas da microbacia do Aurá, na extremidade sudeste da área, formada por drenagens de pequeno porte e de pouca extensão, como os igarapés Santo Antônio, Pescada, Juvêncio, Juruca e Santana, com nascentes no próprio local (Dias, 1991).

## **3.2. Expedições, método de coleta e processamento das amostras**

As expedições de coleta foram realizadas trimestralmente em cada área de estudo entre abril de 2011 e janeiro de 2013, totalizando oito coletas. As amostras de substratos vegetais em decomposição submersos na água foram coletadas em cinco pontos

(compreendendo uma faixa de 3 m de comprimento e um raio de 1 m, a partir da margem) equidistantes 200 m, com profundidade alcançando até 60 cm, ao longo de corpos d'água presentes em cada área de estudo totalizando 120 amostras.

Amostras compostas por substratos vegetais (folhas e galhos), escolhidos aleatoriamente, foram coletadas em cada ponto com auxílio de uma pinça esterilizada e acondicionadas em sacos plásticos (Fig. 7A-B). Posteriormente, as amostras foram encaminhadas para o Laboratório de Micologia (LAMIC) da Universidade Estadual de Feira de Santana (UEFS). Até o seu processamento no laboratório, estas foram mantidas em refrigeração para retardar o crescimento bacteriano e de outros microrganismos, que porventura estivessem presentes.



**Fig. 6.** Localização das áreas de coleta na Região Metropolitana de Belém, Ilha do Combu (1), Parque Ecológico de Gunma (2) e Parque Estadual do Utinga (3). Fonte: Amaral *et al.* (2009).





**Fig. 7.** Metodologia do estudo. A. Coleta do material vegetal em decomposição submerso. B. Acondicionamento do material em sacos plásticos. C. Lavagem do material em água corrente. D. Secagem. E. Preparação de câmaras-úmidas. F. Acondicionamento em caixa de isopor forrada com papel toalha. G. Confecção de lâminas. H. Observação dos espécimes sob microscópio de luz. (Fotos: A, E-G, Josiane S. Monteiro; B, H, Silvana da Silva; C, Flávia Barbosa; D, Sheila Leão).

No laboratório, os substratos foram submetidos à técnica de lavagem em água corrente (modificado de Castañeda Ruiz, 2005). Os substratos foram transferidos para recipientes plásticos perfurados e colocados em bandejas plásticas (50 × 30 × 9 cm) para lavagem em água corrente durante 30 minutos. A bandeja foi posicionada num ângulo de aproximadamente 45°, abaixo da torneira, para que o jato d'água não incidisse diretamente nos substratos e para que a água da lavagem escorresse livremente (Fig. 7C). A seguir, os

substratos foram postos em papel toalha por 20 minutos para secagem (Fig. 7D) e acondicionados em câmaras-úmidas (placas de Petri + papel filtro) (Fig. 7E). Estas foram mantidas no interior de uma caixa de isopor (170 L) cujas paredes e tampa estavam forradas com papel toalha, umedecidos periodicamente (Fig. 7F). Para manutenção da umidade, adicionou-se 500 mL de água + 2mL de glicerina no fundo da caixa de isopor, que diariamente foi aberta por 30 minutos para circulação do ar.

Após 72 horas foi iniciada a observação diária do material sob estereomicroscópio (Carl Zeiss) por 30 dias. Neste período foram confeccionadas lâminas permanentes com resina PVL (álcool polivinílico + ácido láctico + fenol) (Trappe & Schenck, 1982) (Fig. 7G). Lâminas semipermanentes com ácido láctico foram montadas para fungos que apresentavam estruturas reprodutivas hialinas e delicadas, e estas foram vedadas com esmalte incolor. As lâminas confeccionadas e identificadas foram incorporadas ao Herbário Padre Camille Torrend (URM) da Universidade Federal de Pernambuco e ao Herbário da Universidade Estadual de Feira de Santana (HUEFS). Substratos vegetais colonizados por fungos foram preservados a seco em envelopes, quando apresentavam estruturas reprodutivas que não deteriorassem com a perda de umidade. Estes materiais também foram incorporados aos herbários citados acima.

### **3.3. Identificação e fotomicrografias dos fungos**

A identificação em nível específico dos fungos foi realizada através da observação e medição das estruturas de importância taxonômica (conidióforos, célula conidiogênica, conídios e outros), e comparação morfológica com as espécies registradas na literatura especializada. As observações e medições das estruturas foram realizadas em microscópio de luz (Axioscop 40 Carl Zeiss). Descrições, comentários taxonômicos, distribuição geográfica mundial e ilustrações foram apresentadas para as novas espécies e novos registros de fungos conidiais. As fotomicrografias dos fungos foram confeccionadas realizadas no microscópio Olympus BX51, com prismas de contraste de interferência diferencial (DIC), câmera DP25 acoplada, com os softwares “Imaging Software Cellsens”, versão 2.3, build 7045 e “Combine ZP”, versão 1.0. (Fig. 7H).

### **3.4. Isolamento em cultura e preservação dos fungos**

Sempre que possível foram realizadas tentativas para a obtenção de culturas puras de algumas espécies de fungos conidiais presentes nos substratos vegetais. Conídios foram transferidos diretamente do substrato observado para placas de Petri, contendo meio de

cultura (Agar-água-AA ou Ágar Cenoura Milho-ACM), com auxílio de agulhas esterilizadas. Placas de Petri contendo o fungo foram mantidas em estufa incubadora tipo B.O.D. (cerca de 20 °C) até a esporulação dos mesmos. Após verificação da pureza do isolamento, o fungo foi transferido para tubos de ensaios e preservado pelo método do óleo mineral. Porções das culturas também foram preservadas utilizando o método de Castellani (Mcginis *et al.*, 1974). Os fungos preservados foram depositados na Coleção de Culturas da Micoteca URM (UFPE) e na Coleção de Cultura de Microrganismos da Bahia (CCMB).

Os resultados desta tese são apresentados na forma de 12 capítulos (incluindo um capítulo já publicado; quatro aceitos para publicação e sete a serem submetidos). As referências bibliográficas estão listadas no final da tese.

Os nomes novos dos táxons propostos nesta tese não são validamente publicados de acordo com os artigos 30.8 e 36.1 do Código Internacional de Nomenclatura para Algas, Fungos e Plantas (Código de Melbourne-2012).

#### 4.1. AN EMENDATION OF *FUSTICEPS* AND TWO NEW SPECIES FROM THE BRAZILIAN AMAZON FOREST <sup>1</sup>

**Resumo:** Duas novas espécies, *Fusticeps lampadiformis* e *F. papillatus*, são descritas e ilustradas. A descrição de *Fusticeps* é emendada para acomodar espécies com paredes lisas e uma chave para quatro espécies de *Fusticeps* é fornecida.

**Palavras-chave:** fungos aquáticos, fungos anamórficos, taxonomia

**Abstract:** Two new species, *Fusticeps lampadiformis* and *F. papillatus*, are described and illustrated. The description of *Fusticeps* is emended to accommodate smooth-spored species, and a key to the four *Fusticeps* species is provided.

**Key words:** freshwater fungi, anamorphic fungi, taxonomy

##### Introduction

Webster & Davey (1980) established *Fusticeps* for the single species *F. bullatus*, collected on submerged leaves in Malaysia. The most conspicuous feature of the surface ornamentation of the conidia is a projection that expands to a thin-walled domed cap; according to Webster & Davey (1980), the air entrapped between the projections may possibly aid conidia flotation. This character was used to include this genus in the aero-aquatic hyphomycetes (Fisher, 1977; Goh & Hyde, 1996; Hyde & Goh, 1998b). The genus remained monotypic until Matsushima (1993) described *F. laevisporus* collected on dead leaves in Ecuador. The original generic description — “Mycelium septate, dark. Conidiophores erect, septate, unbranched or occasionally branched. Conidia holoblastic, integrated, solitary, dark, transversely septate, epispore fractured into irregular scales which entrap air” — does not accommodate *F. laevisporus*, which has smooth conidia; the rhexolytic conidial secession is not mentioned and only the broad basal scar is described. However, several characters shared by *F. bullatus* and *F. laevisporus* (e.g., conidial ontogeny, secession, morphology) justify emending the generic description of *Fusticeps* to accommodate species with smooth conidia.

There are few records of this genus in the literature. It has been collected in Malaysia and Ecuador in lentic environments (Webster & Davey 1980; Matsushima 1993)

---

<sup>1</sup> Trabalho publicado como Monteiro, J.S., Gusmão, L.F.P. 2013. An emendation of *Fusticeps* and two new species from the Brazilian Amazon Forest. *Mycotaxon* 123: 431-437.

and in Poland in lentic and lotic environments (Orłowska *et al.*, 2004, 2006; Czeżuga *et al.*, 2007).

During study of anamorphic fungi associated with submerged litter in the Brazilian Amazon forest, *Fusticeps* was very well represented by collections of the two previously described species and two new species, described here as *F. lampadiformis* (with ornamented conidia) and *F. papillatus* (with smooth conidia).

## Materials and methods

Collecting expeditions were made in two different sites in Amazon forest, near Belém County, Pará State: Parque Estadual de Utinga and Área de Proteção Ambiental Ilha do Combu. Submerged litter was collected from streams and placed in plastic bags containing humid paper towels. In the laboratory, the samples were removed from the plastic bags and incubated in Petri dishes with moistened paper towels at ambient temperature (about 24°C). Samples were examined within two weeks after collection, and then periodically, using a dissecting microscope. For microscopic identification the specimens were placed on glass slides containing PVL resin (polyvinyl alcohol, lactic acid, and phenol). Measurements and digital images were made using an Olympus microscope BX51 equipped with bright field and Nomarski interference optics and a microscopy image acquisition DP25 digital color camera. Specimens in glass slides and dry material were deposited in the Herbarium of Universidade Estadual de Feira de Santana, Bahia, Brazil (HUEFS).

## Taxonomy

*Fusticeps* J. Webster & R.A. Davey, Trans. Br. Mycol. Soc. 75: 341, 1980; emend. J.S. Monteiro & Gusmão

COLONIES on natural substratum effuse, olivaceous to olivaceous brown, dark to very dark brown. MYCELIUM mostly immersed in the substratum, composed of septate, brown to pale brown hyphae. CONIDIOPHORES macro or micronematous, erect, septate, unbranched or occasionally branched, pale brown. CONIDIOGENOUS CELLS holoblastic, integrated, determinate, terminal, cylindrical, pale brown. CONIDIAL SECESSION rhexolytic. CONIDIA solitary, clavate to pyriform, transversally septate, smooth or with conspicuous ornamentation, pale brown. TELEOMORPH unknown.

Type species: *Fusticeps bullatus* J. Webster & R.A. Davey

***Fusticeps lampadiformis*** J.S. Monteiro & Gusmão, sp. nov. Fig. 1a–j

MycoBank MB 800031

Differs from *Fusticeps bullatus* in producing pyriform to lampadiform, 2–3-septate conidia.

Type: Brazil. Pará: Parque Estadual do Utinga, 1°25'S 48°27'W, on unidentified submerged leaves, 18 Jan 2012, J. S. Monteiro (holotype, HUEFS 42783).

Etymology: *lampas* (Latin), referring to the conidial shape.

COLONIES on natural substratum effuse, olivaceous to olivaceous brown. MYCELIUM mostly immersed in the substratum, composed of septate, smooth, pale brown hyphae. CONIDIOPHORES micronematous, mononematous, unbranched or occasionally branched, straight, erect or slightly flexuous, septate, smooth, pale–brown, 22.5–62.5 × 2.5–5 µm. CONIDIOGENOUS CELLS monoblastic or rare polyblastic, integrate, determinate, terminal, cylindrical, pale brown. CONIDIAL SECESSION rhexolytic. CONIDIA solitary, pyriform to lampadiform, 2–3 transversally septate, with cup-shape projections (3–5 × 1.5–2.5 µm) arising from the conidial wall, distal cell and intermediate cell brown, proximal cell pale brown, 21.5–35.5 × 12.5–18 µm; basal scar 2–3 µm.

**Comments:** *Fusticeps lampadiformis* is close to *F. bullatus*, which differs by conidia that are clavate, 3–4 septate, and have predominantly mushroom shaped projections (Webster & Davey, 1980).

***Fusticeps papillatus*** J.S. Monteiro & Gusmão, sp. nov. Fig. 1k–t

MycoBank MB 800032

Differs from *Fusticeps laevisporus* in producing clavate, 4–6 septate conidia with papillate apices.

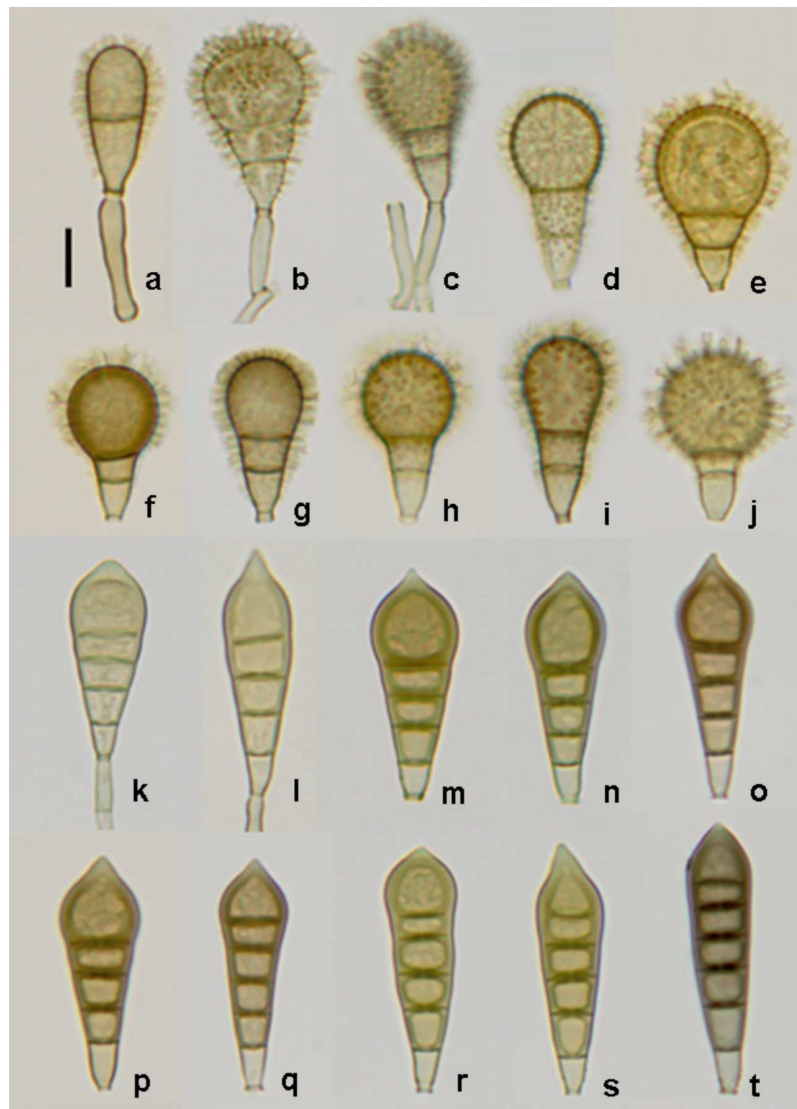
Type: Brazil. Pará: Parque Estadual do Utinga, 1°25'S 48°27'W, on unidentified submerged leaves, 18 Jan 2012, J. S. Monteiro (holotype, HUEFS 42784).

Etymology: diminutive of *papula* (Latin), referring to the papilla at the conidial distal cell.

COLONIES on the natural substratum effuse, dark brown. MYCELIUM mostly immersed in the substratum, composed of septate, smooth, brown to pale brown hyphae. CONIDIOPHORES micronematous, mononematous, unbranched or occasionally branched, grouped into 3–4, straight, erect or slightly flexuous, septate, smooth, pale–brown, 17.5–67.5 × 2.5–3.8 µm. CONIDIOGENOUS CELLS monoblastic, integrate, determinate, terminal, cylindrical, brown to pale brown. CONIDIAL SECESSION rhexolytic. CONIDIA solitary, clavate, 4–6 transversally septate, smooth, distal cell thicker wall 1.5–2 µm, with a papilla (2–4 µm

longer), distal cell and intermediate cells brown to pale brown, proximal cell pale brown,  $35\text{--}45.5 \times 11.5\text{--}15 \mu\text{m}$ ; basal scar  $2\text{--}3 \mu\text{m}$ .

**Comments:** *Fusticeps papillatus* is characterized by clavate, smooth, 4–6 septate conidia with a papilla at the apex of the distal cells. *Fusticeps laevisporus* is a comparable species but is distinguished by absence of a papilla and fewer conidial septa (Matsushima, 1993).



**Fig. 1.** *Fusticeps lampadiformis*: a. Immature conidia. b, c. Conidiogenous cell. d–j. Mature conidia. *Fusticeps papillatus*: k, l. Conidia and conidiogenous cell. m–t. Mature conidia. Scale bar =  $10 \mu\text{m}$ .

*Fusticeps bullatus* J. Webster & R.A. Davey, Trans. Br. Mycol. Soc. 75: 342, 1980. Fig. 2a–e

COLONIES on the natural substratum effuse, dark. MYCELIUM mostly immersed in the substratum, composed of septate, smooth, pale brown hyphae. CONIDIOPHORES

micronematous, mononematous, unbranched, septate, smooth, brown to pale brown 20–22.5 × 2.5–3.75 µm. CONIDIOGENOUS CELLS holoblastic, integrate, determinate, terminal, cylindrical. CONIDIAL SECESSION rhexolytic. CONIDIA solitary, clavate, 2–3 transversally septate, with mushroom–shaped to cup–shaped projections (2.5 µm long) arising from the conidial wall, pale brown 23.5–34 × 10–13 µm; basal scar 2–3 µm.

Specimen examined: BRAZIL, Pará, Área de Proteção Ambiental Ilha do Combu, 1°29'S 48°25'W, on unidentified submerged leaves, 17 Jan 2012, J.S. Monteiro (HUEFS 42785).

**Comments:** *Fusticeps bullatus* is characterized by clavate, 3–4 septate conidia with mushroom-shaped to cup-shaped projections (Webster & Davey, 1980). Our Brazilian specimens and Matsushima's (1993) Ecuadorian material, both from Amazon forest, have similar conidial dimensions and septation but differ slightly from the original Malaysian material (Table 1). Previously known from Malaysia, Ecuador, and Poland (Webster & Davey, 1980; Matsushima, 1993; Orłowska *et al.*, 2004; Czeżuga *et al.*, 2007); this is the first record for Brazil.

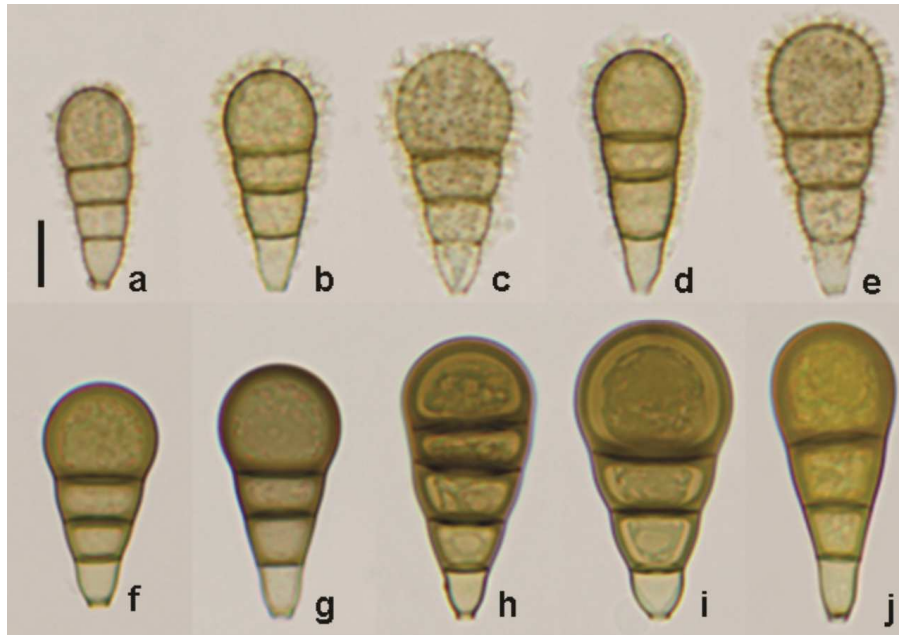
*Fusticeps laevisporus* Matsush., Matsush. Mycol. Mem. 7: 52, 1993. Fig. 2f–j

COLONIES on natural substratum effuse, dark. MYCELIUM mostly immersed in the substratum, composed of septate, smooth, pale brown hyphae. CONIDIOPHORES micronematous, mononematous, unbranched, septate, smooth, brown to pale brown 20–47.5 × 2.5–3.75 µm. CONIDIOGENOUS CELLS monoblastic, integrate, determinate, terminal, cylindrical. CONIDIAL SECESSION rhexolytic. CONIDIA solitary, clavate, 3–4 transversally septate, smooth, distal cell with rounded apex and intermediate cells brown, proximal cell pale brown, 25–40 × 10–20 µm; basal scar 2–3 µm.

Specimen examined: BRAZIL, Pará, Parque Estadual do Utinga, 1°25'S 48°27'W, on unidentified submerged leaves, 18 Jan 2012, coll. J.S. Monteiro (HUEFS 42786).

**Comments:** *Fusticeps laevisporus* has smooth conidia and is comparable with *F. papillatus*, but differs by the rounded apex of the distal cell. Matsushima (1993) based his description of *F. laevisporus* on pure culture, and his conidia are narrower (9.5–13 µm) and have fewer septa (2–3) than our Brazilian material, but we consider the Ecuadorian and Brazilian collections to be conspecific. This species is a new record for Brazil; previously known from Ecuador and Poland (Matsushima, 1993; Orłowska *et al.*, 2006).





**Fig. 2.** *Fusticeps bullatus*: a–e. Mature conidia. *Fusticeps laevisporus*: f–j. Mature conidia. Scale bar = 10  $\mu$ m.

**Table 1.** Synopsis of *Fusticeps* conidia

SPECIES	CONIDIA			
	SIZE ( $\mu$ m)	SHAPE	SEPTA	REFERENCES
<i>F. bullatus</i>	28–34 $\times$ 9–12	Clavate	3–4	Webster & Davey (1980)
	23.5–35 $\times$ 8–12.5	Clavate	2–3	Matsushima (1993)
	23.5–34 $\times$ 10–13	Clavate	2–3	This paper
<i>F. laevisporus</i>	30–44 $\times$ 9.5–13	Clavate	2–3	Matsushima (1993)
	25–40 $\times$ 10–20	Clavate	3–4	This paper
<i>F. lampadiformis</i>	21.5–35.5 $\times$ 12.5–18	Pyriform	2–3	This paper
<i>F. papillatus</i>	35.5–45.5 $\times$ 11.5–15	Clavate	4–6	This paper

Key to *Fusticeps* species

Conidial measurements and morphologies are summarized in Table 1.

1. Conidia smooth. . . . . 2
  - 1a. Conidia with conspicuous ornamentation . . . . . 3
2. Conidia 2–4-septate, apex rounded . . . . . *F. laevisporus*
  - 2a. Conidia 4–6-septate, apex papillate . . . . . *F. papillatus*
3. Conidia pyriform, 2–3-septate . . . . . *F. lampadiformis*
  - 3a. Conidia clavate, 3–4-septate . . . . . *F. bullatus*

### **Acknowledgments**

The authors thank Dr. Marc Stadler (Department Microbial Drugs, Helmholtz Centre for Infection Research – Germany) and Dr. R.F. Castañeda Ruiz (INIFAT – Cuba) for their great contribution in improving the manuscript. The authors extend thank to Coordination for the Improvement of Higher Education Personnel (CAPES) for financial support and the “Programa de Pós-graduação em Biologia de Fungos – PPGBF/UFPE”. This study was supported by The National Council for Scientific and Technological Development (CNPq) (Grant for LFP Gusmão, Proc. 303924/2008–0).

#### 4.2. TWO NEW SPECIES OF *CERATOSPORELLA* (ANAMORPHIC FUNGI) FROM BRAZILIAN AMAZON FOREST <sup>2</sup>

**Resumo:** Duas novas espécies de *Ceratosporella* coletadas sobre material vegetal em decomposição submerso na Amazônia brasileira são descritas, ilustradas e comparadas com táxons próximos. Eles são *C. amazonica* sp. nov. e *C. hernandezii* sp. nov. A produção conidial é comentada, uma chave dicotômica e prancha para todas as espécies aceitas de *Ceratosporella* são fornecidas.

**Palavras-chave:** fungos aquáticos, trópicos, hyphomycetes, taxonomia

**Abstract:** Two new species of *Ceratosporella* collected on submerged decaying plant material in Brazilian Amazon Forest are described, illustrated and compared with closely related taxa. They are *C. amazonica* sp. nov. and *C. hernandezii* sp. nov. The conidial production is commented; a dichotomous key and a plate for all accepted *Ceratosporella* species are provided.

**Key words:** Freshwater fungi, tropics, hyphomycetes, taxonomy

#### Introduction

*Ceratosporella* Höhn. was proposed by Höhnelt (1923), and subsequently revised by Hughes (1951). In this work, the type species *C. bicornis* (Morgan) Höhnelt. was described again, illustrated, and the generic concept was expanded. The genus is characterized by macronematous, mononematous, unbranched conidiophores, a monoblastic, integrated, terminal, percurrently extending conidiogenous cell, and acrogenous, solitary, cheiroid to bifurcate, septate, smooth or verrucose conidia with schizolytic secession. In addition to these characters, the conidial arms extend from a single basal cell and branch into 1–16 rows of cells, which distinguish this genus from similar genera, such as *Actinocladium* Ehrenb., *Pentaster* Koukol and *Triposporium* Rope (Koukol & Řihova, 2013; Wu & Zhuang, 2005).

To date, 18 taxa have been published in *Ceratosporella* (Fig. 3): *C. basibicellularia* Matsush., *C. basicontinua* Matsush. (Matsushima, 1993), *C. bicornis* (Höhnelt, 1923), *C. caliculata* Lustrati (Lustrati, 1980), *C. cheiroidea* R.C.Sinclair, Morgan-Jones & Eicker (Sinclair *et al.*, 1987), *C. compacta* R.F.Castañeda, Guarro & Cano (Castañeda Ruiz *et al.*,

---

<sup>2</sup> Trabalho aceito para publicação como Monteiro, J.S., Gusmão, L.F.P. 2013. Two new species of *Ceratosporella* (anamorphic fungi) from Brazilian Amazon Forest. *Nova Hedwigia*.

1996), *C. disticha* Kuthub. & Nawawi (Kuthubutheen & Nawawi, 1991f), *C. fertilis* R.F.Castaneda (Castañeda Ruiz, 1985), *C. flagellifera* Matsush. (Matsushima, 1993), *C. novae-zelandiae* S.Hughes (Hughes, 1971), *C. ponapensis* Matsush. (Matsushima, 1981) and *C. stipitata* (Goid.) S.Hughes (Hughes 1952). However, five taxa were transferred to other genera, such as *Triposporium* Corda (*C. deviata* Subram. and *C. lambdaseptata* Matsush.), *Repetophragma* Subram. (*C. goidanichii* Rambelli), *Actinocladium* Ehrenb. (*C. longiramosa* R.F.Castaneda) and *Arachnophora* Hennebert (*C. pulneyensis* Subram.). *Ceratosporella elegans* Hohn. is a synonym of *C. bicornis*. *Ceratosporella* currently contains 12 valid taxa, with the criteria used for species delimitation being primarily based on conidial shape, size, septation, pigmentation, ornamentation, and the presence or absence of appendages (Kuthubutheen & Nawawi 1991f; Castañeda Ruiz *et al.*, 1996; Wu & Zhuang 2005).

Similar characteristics are used for distinguishing species in many other genera of saprobic dematiaceous hyphomycetes, where molecular data are sparse and teleomorph relationships poorly known (Leão-Ferreira *et al.*, 2013; Heredia *et al.*, 2014; Qu *et al.*, 2014; Xia *et al.*, 2014). Even in genera, where DNA data are available, morphology alone is often conclusive (Almeida *et al.*, 2014). DNA sequences are completely lacking and teleomorph relationships are also unknown in *Cercospora* (Seifert *et al.*, 2011). Ecological and taxonomical observations in this genus are, therefore, completely based on morphology.

*Ceratosporella* has been recorded in tropical and temperate climates, and is associated with several types of substrate, including leaves, bark, twigs, and the petioles of palms, in both terrestrial and aquatic environments (Ellis, 1971; Kirk & Spooner, 1984; Matsushima, 1975, 1985, 1989; Silva & Minter, 1995; Cze Czuga *et al.*, 2005; Wu & Zhuang, 2005; Delgado-Rodríguez *et al.*, 2006; Marques *et al.*, 2007).

The Amazon forest is considered an important reservoir of world biodiversity; however the mycobiota of this ecosystem remains poorly documented, particularly freshwater conidial fungi that grow on decaying, submerged plant material. During our investigation in the Amazon Forest, Para State, Brazil, two interesting species were found. These two species have unique conidia that are different to those of the others species in *Ceratosporella*, and are, therefore, described as new to science.

## Materials and methods

Samples of submerged litter were collected from streams during a mycological survey in two different sites at Amazon Forest, near Belem County, Para State: Parque Estadual do Utinga (1°25'S 48°27'W) and Parque Ecologico de Gunma (1°13'S 48°17'W). Individual collections were placed in plastic bags containing humid paper towels. The samples were transported into a polystyrene container to Universidade Estadual de Feira de Santana, Bahia State. In the laboratory, the samples were incubated at ambient temperature (about 25°C) in Petri dishes with moistened paper towels stored within 50 L plastic boxes with 200 ml sterile water plus 2 ml glycerol (Castañeda Ruiz, 2005). Samples were examined within two weeks after collection and periodically using a dissecting microscope. For microscopic identification the specimens were placed on glass slides containing PVL resin (polyvinyl alcohol, lactic acid and phenol). Measurements and digital images were made using an Olympus microscope BX51 equipped with bright-field and Nomarski interference optics and a microscopy image acquisition DP25 digital color camera. Permanent slides and dry material were deposited in the Herbarium of Universidade Estadual de Feira de Santana (HUEFS).

## Results and discussion

### Taxonomy

*Ceratosporella amazonica* J.S.Monteiro & Gusmao, **sp. nov.** Fig. 1

Mycobank no.: MB 804905

Differs from *C. basibicellularia* by producing bigger conidia with 7–13 septa.

Teleomorph: Unknown.

Etymology: The specific epithet derives from the locality of the type specimen.

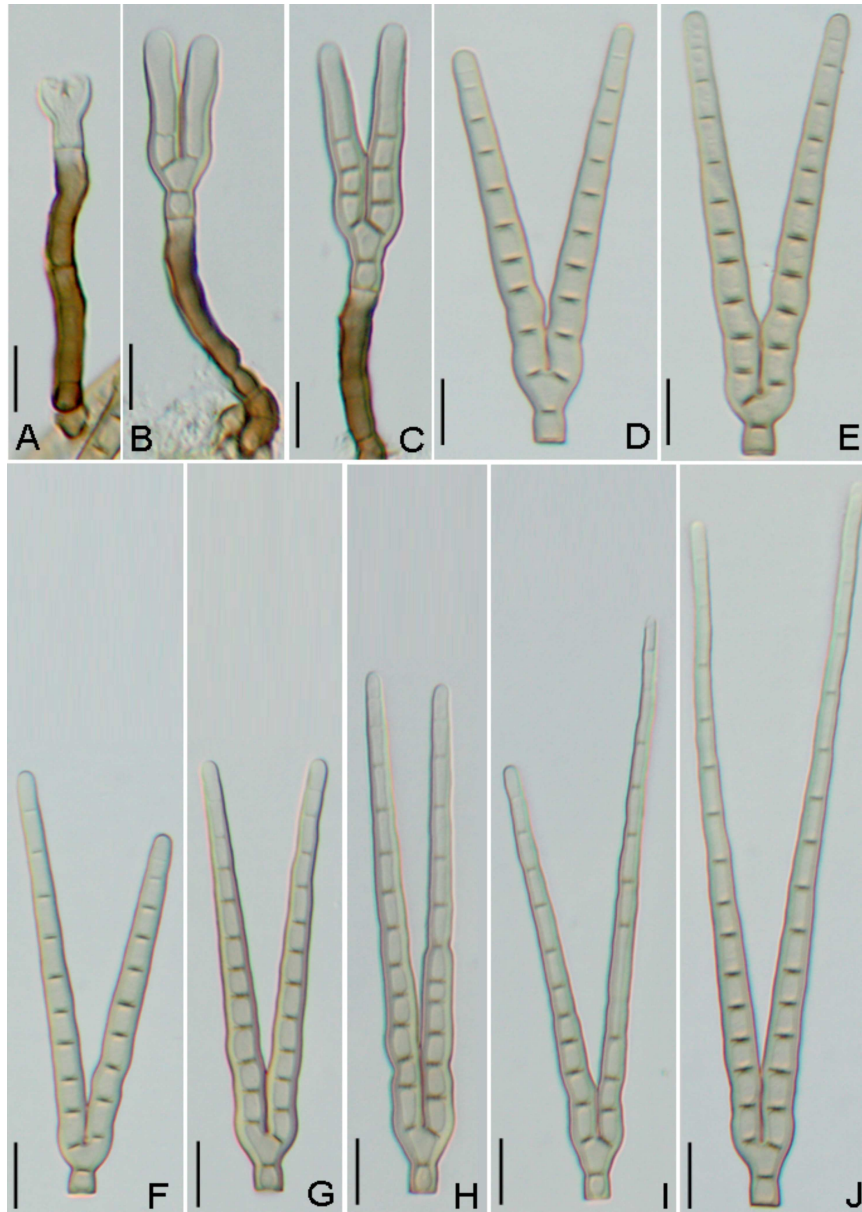
Holotypus: Brazil, Pará, Belém, Parque Ecológico de Gunma, on unidentified submerged wood, 22

Apr. 2012, J.S.Monteiro (HUEFS 192226).

COLONIES effuse, light brown, sparse, on natural substrate. MYCELIUM partly superficial mostly immersed. HYPHAE branched, septate, smooth, light brown. CONIDIOPHORES macronematous, mononematous, simple, erect, straight or slightly flexuous, septate, 2–5-septate, smooth, cylindrical, brown, 35–62 × 4–5 µm. CONIDIOGENOUS CELLS monoblastic, integrated, terminal, smooth, cylindrical, with 2–3 successive percurrent extensions, brown to pale brown, truncated at the apex, 7–13 × 5 µm. CONIDIAL SECESSION schizolytic. CONIDIA acrogenous, solitary, cheiroid, smooth, composed by a 2-celled stalk-like base

and 2 cylindrical arms, usually of unequal sizes, bifurcate, V-shaped, pale brown, 55–108(–155) × 5–6 µm; basal stalk obconic, 1-septate, truncate at base, 9–13 × 4–6 µm; arms cylindrical tapering towards the distal cell, 3–4 µm, 6–17-distoseptate, connected up to the third proximal cell, diverging towards at apex; primary arms, usually longer (40–106(–145) × 8–13 µm) than secondary arms (40–76 × 6–12 µm).

**Comments:** *Ceratosporella amazonica* has two arms, which is a characteristic feature of *C. basibicellularia*, *C. basicontinua*, *C. bicornis*, *C. disticha* and *C. novae-zelandiae* (Hughes, 1971; Kuthubutheen & Nawawi, 1991f; Matsushima, 1993). The basal stalk of conidia of *C. amazonica* and *C. basibicellularia* is transversely 1-septate; however the conidia of *C. amazonica* are larger. The arms of *C. bicornis* extend at angles that are wider than 45°, which is different to the bifurcate or V-shape arms observed in *C. amazonica*. Arms with filiform appendages have only been observed in *C. disticha*. The conidia of *C. novae-zelandiae* and *C. basicontinua* are smaller than in *C. amazonica* (Table 1).



**Fig. 1.** *Ceratosporella amazonica*. A–C. Conidiophores with conidia attached. D–J. Conidia. Bars = 20  $\mu$ m.

***Ceratosporella hernandezii* J.S.Monteiro & Gusmao, sp. nov. Fig. 2**

Mycobank no.: MB 804906

Differs from *C. cheiroidea* by producing conidia with 2–4 arms, 6–9 septa, and absence of darkly pigmented basal cell.

Teleomorph: Unknown.

Etymology: The specific epithet is dedicated to the mycologist, Dr. Antonio Hernández Gutiérrez, who also contributed to knowledge of hyphomycetes from Brazilian Amazon.

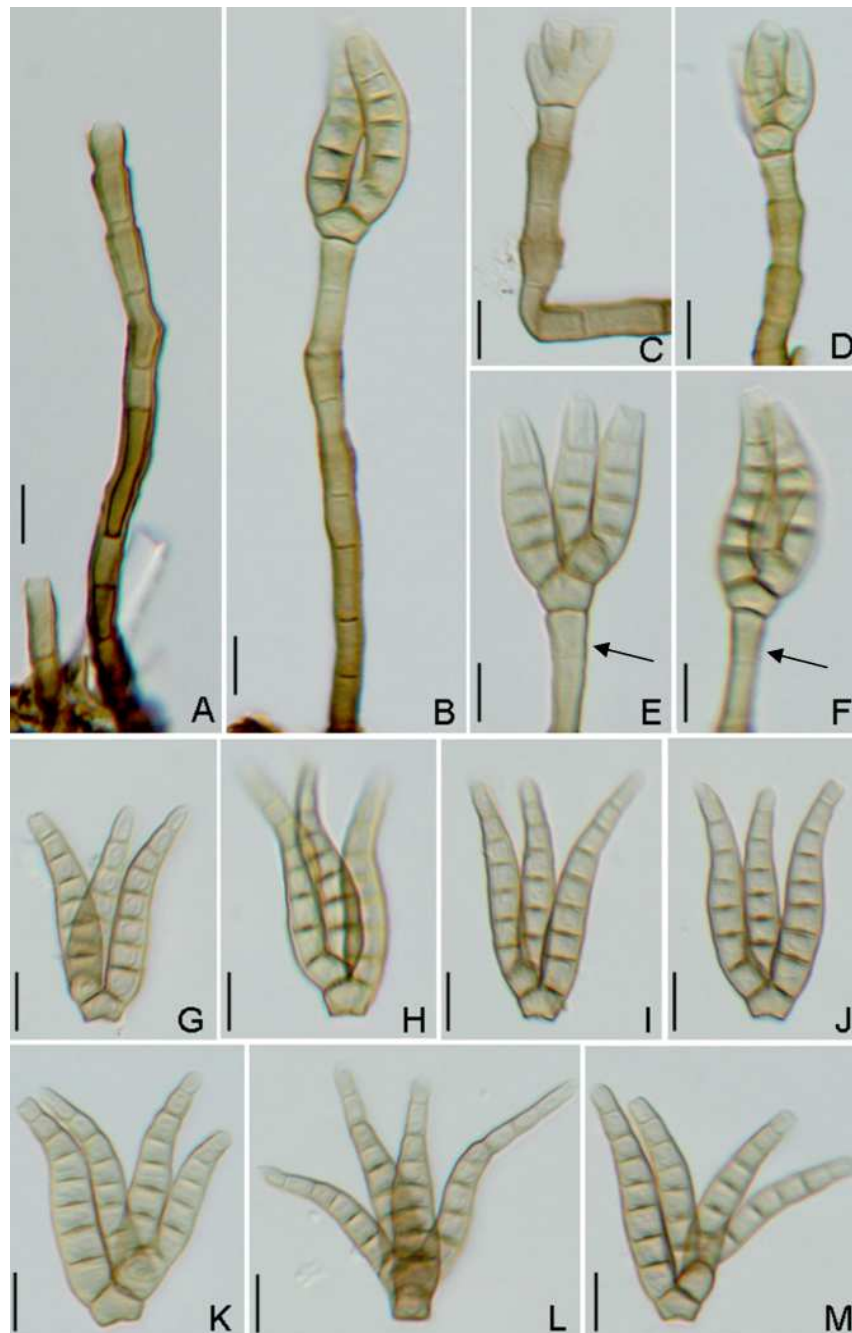
Holotypus: Brazil, Pará, Belém, Parque Estadual do Utinga, on unidentified submerged leaves, 28

Oct. 2011, J.S.Monteiro (HUEFS 192227).

COLONIES effuse, brown, sparse, on natural substrate. MYCELIUM partly superficial, mostly immersed. HYPHAE branched, septate, smooth, pale brown to brown. CONIDIOPHORES macronematous, mononematous, simple, erect, straight or slightly flexuous, 3–11-septate, smooth, cylindrical, brown, becoming paler towards apex,  $47\text{--}110 \times 4\text{--}5 \mu\text{m}$ , base swollen,  $4\text{--}8 \mu\text{m}$  wide. CONIDIOGENOUS CELLS monoblastic, integrated, terminal, smooth, cylindrical, with 2–3 successive percurrent extensions, pale brown, truncate at apex,  $7\text{--}12 \times 5\text{--}6 \mu\text{m}$ . CONIDIAL SECESSION schizolytic. CONIDIA acrogenous, solitary, cheiroid, smooth, composed by a basal cell with 3–4 cylindrical arms, pale brown,  $37\text{--}48 \times 5\text{--}7 \mu\text{m}$ ; basal cells obconic, truncate at base, pale brown,  $4\text{--}6 \times 6\text{--}8 \mu\text{m}$ ; arms cylindrical, flexuous, attenuated towards to the distal cell,  $2\text{--}3 \mu\text{m}$ , 6–9-septate; first two arms arising directly from the basal cells; third and fourth arms arising from the proximal cells of the first or second arms, rarely from basal cells; first arm usually longer than others,  $30\text{--}43 \mu\text{m}$ , 6–9-septate; second arm  $29\text{--}40 \mu\text{m}$ , 6–9-septate; third arm  $25\text{--}37 \mu\text{m}$ , 5–9-septate; a fourth arm, when present,  $23\text{--}29 \mu\text{m}$ , 3–6-septate.

**Comments:** *Ceratosporella hernandezii* is similar to *C. cheiroidea*, *C. fertilis* and *C. ponapensis* (Matsushima, 1981; Castañeda Ruiz, 1985; Sinclair *et al.*, 1987). Both *C. fertilis* and *C. ponapensis* have a larger number of branches per conidium (6–16 arms of  $33\text{--}60 \mu\text{m}$  length and 5–8 arms of  $35\text{--}40 \mu\text{m}$  length, respectively). Conidia of *C. cheiroidea* have 2–3 arms (of  $18\text{--}50 \mu\text{m}$  length), and with a conidial development similar to that of this species; but the number of arms, septa, size, and the pigmented basal cell are different.

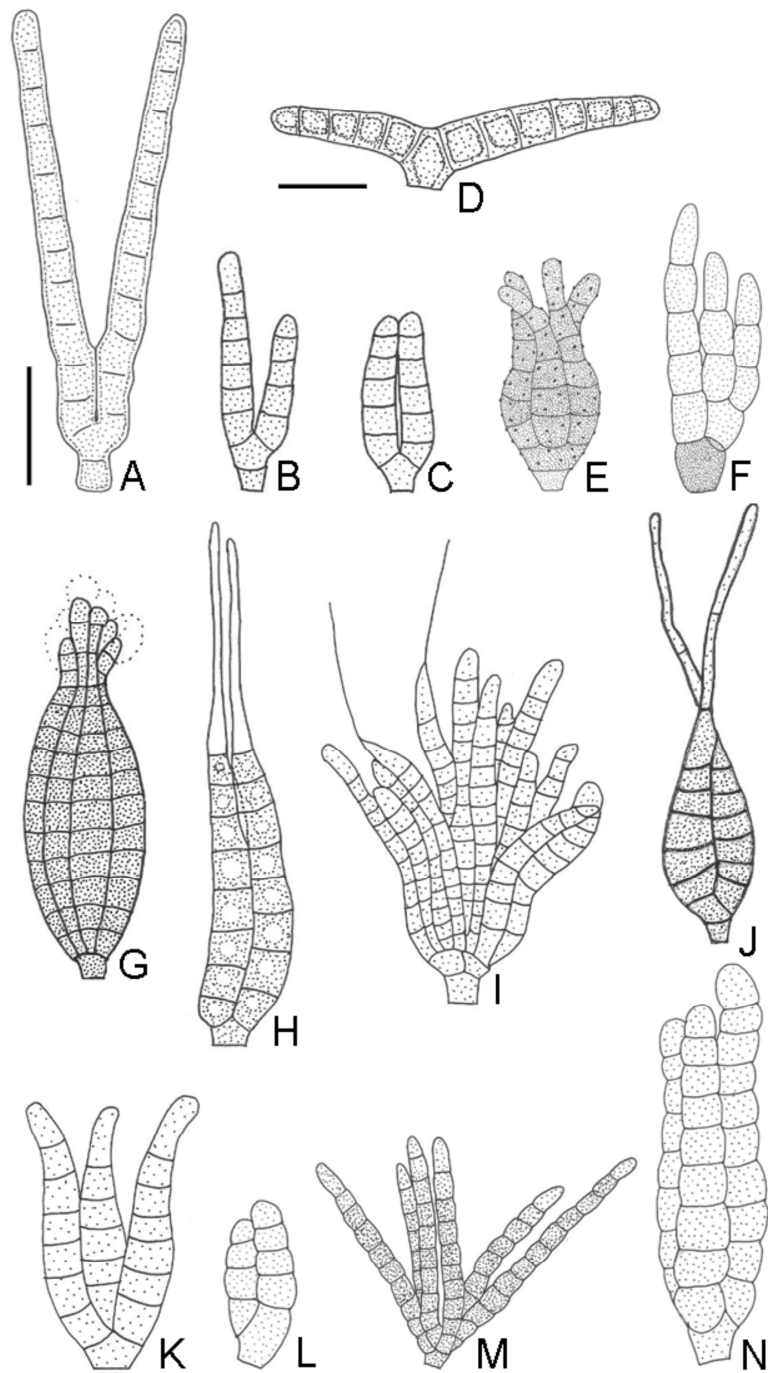




**Fig. 2.** *Ceratosporella hernandezii*. A. Conidiophore. B. Conidiophore with conidia attached. C, D. Conidiogenous cell with percurrent extensions. E, F. Conidiogenous cells (arrows) and conidia. G–M. Conidia. Bars = 20  $\mu$ m.

**Key to species of *Ceratosporella* modified after Castañeda Ruiz *et al.* (1996)**

1 Conidia smooth.....	2
1' Conidia verrucose .....	<i>C. caliculata</i> (Fig. 3E)
2 Conidia with 2 divergent arms forming angles more than 45° .....	<i>C. bicornis</i> (Fig. 3D)
2' Conidia with 2 divergent arms forming angles less than 45° .....	3
3 Conidia usually with 2 arms .....	4
3' Conidia usually with more than 2 arms .....	9
4 Conidia with 2-celled basal stalk.....	5
4' Conidia with a single basal cell .....	6
5 Conidial arms up to 7-septate .....	<i>C. basibicellularia</i> (Fig. 3B)
5' Conidial arms more than 7-septate .....	<i>C. amazonica</i> (Fig. 3A)
6 Conidial arms up to 5-septate .....	7
6' Conidial arms more than 5-septate .....	8
7 Conidial arms constricted at the septa .....	<i>C. novae-zelandiae</i> (Fig. 3L)
7' Conidial arms not constricted at the septa .....	<i>C. basicontinua</i> (Fig. 3C)
8 Conidial arms with septate appendages.....	<i>C. flagellifera</i> (Fig. 3J)
8' Conidial arms without septate appendages.....	<i>C. disticha</i> (Fig. 3H)
9 Conidia usually with up to 5 arms .....	10
9' Conidia usually with more than 5 arms .....	13
10 Conidial arms constricted at the septa .....	11
10' Conidial arms not constricted at the septa .....	12
11 Conidial basal cell versicolor.....	<i>C. cheiroidea</i> (Fig. 3F)
11' Conidial basal cell concolorous.....	<i>C. stipitata</i> (Fig. 3N)
12 Conidial arms up to 9-septate .....	<i>C. hernandezii</i> (Fig. 3K)
12' Conidial arms more than 9-septate .....	<i>C. compacta</i> (Fig. 3G)
13 Conidial arms constricted at the septa .....	<i>C. ponapensis</i> (Fig. 3M)
13' Conidial arms not constricted at the septa, with appendages .....	<i>C. fertilis</i> (Fig. 3I)



**Fig. 3.** Representative conidia of *Ceratosporella* species (re)drawn from this and other publications. A. *C. amazonica*, B. *C. basibicellularia*, C. *C. basicontinua*, D. *C. bicornis*, E. *C. caliculata*, F. *C. cheiroidea*, G. *C. compacta*, H. *C. disticha*, I. *C. fertilis*, J. *C. flagellifera*, K. *C. hernandezii*, L. *C. novae-zelandiae*, M. *C. ponapensis*, N. *C. stipitata*. Bars = 20  $\mu$ m.

**Table 1.** Synoptic characteristics for accepted *Ceratosporella* species.

Species	Conidia			Appendages	References
	Shape/size (µm)	No. of rows/septa	Basal cell (µm)		
<i>C. amazonica</i>	Bifurcate 55–108 (□155) × 5–6	2/6–17	9–13 × 4–6	–	this paper
<i>C. basibicellularia</i>	Cheiroid 24–44 × 8–10	2/3–7	6–10 × 3–4	–	Matsushima (1993)
<i>C. basicontinua</i>	Cheiroid 10–31 × 8–10.5	2/1–5	4–6 × 3–4	–	Matsushima (1993)
<i>C. bicornis</i>	Bifurcate 48–82 × 9–13	2/5–7	7–9 wide	–	Hughes (1951)
<i>C. caliculata</i>	Cheiroid 28–44 × 16–18	4/6–7	5.7 wide	–	Lustrati (1980)
<i>C. cheiroidea</i>	Cheiroid 18–50 long	2–3/1–6	8.5–9 wide	–	Sinclair <i>et al.</i> (1987)
<i>C. compacta</i>	Cheiroid 65–70 long	4–5/12–14	5–8 × 5–7	15–46 × 2.5–4	Castañeda Ruiz <i>et al.</i> (1996)
<i>C. disticha</i>	Cheiroid 55–90 long	2/8–10	3.7–5 × 5– 6.2	up to 40 × 0.5–1.25	Kuthubutheen & Nawawi (1991)
<i>C. fertilis</i>	Cheiroid 50–70 × 20–60	6–16/7–14	3.5–7 × 4–6	–	Castañeda Ruiz (1985)
<i>C. flagellifera</i>	Cheiroid 22–40 long	1–4/5–8	3–5 × 3	10–70 × 1.5	Matsushima (1993)
<i>C. hernandezii</i>	Cheiroid 37–48 × 5–7	3–4/6–9	4–6 × 6–8	–	this paper
<i>C. novae-zelandiae</i>	Cheiroid 21–27 × 5.4–6.3	2/1–4	5–10 × 5–8	–	Hughes (1971); Matsushima (1985)
<i>C. stipitata</i>	Cheiroid 70 (–130) × 11–18	2–5/5–14	6 × 5–6	–	Hughes (1952); Wu & Zhuang (2005)
<i>C. ponapensis</i>	Cheiroid 35–40 × 12–14	5–8/4–8	3.5–4 × 3.5– 4.5	–	Matsushima (1981)

### Acknowledgments

The authors are grateful to Dr. R.F.Castaneda Ruiz for assistance with literature not otherwise available. The authors thank the Coordination for the Improvement of Higher Education Personnel (CAPES) for financial support and the "Programa de Pos-graduacao em Biologia de Fungos – PPGBF/UFPE". This work was supported by The National Council for Scientific and Technological Development (CNPq) (Grant for LFP Gusmao, Proc. 305413/2011-2).

### 4.3. *HELICODOCHIUM*, A NEW MICROFUNGUS FROM SUBMERGED WOOD IN BRAZIL <sup>3</sup>

**Resumo:** Um interessante fungo helicospórico coletado sobre material lenhoso submerso na Amazônia brasileira, “Área de Proteção Ambiental Ilha do Combu”, Brasil, é descrito e ilustrado. *Helicodochium amazonicum* gen. & sp. nov. é caracterizado por conidioma esporodochial, conidióforos macronematosos, ramificados, castanho-claros a subhialinos e células conidiogênicas que produzem conídios helicoidais, multiseptados, lisos, hialinos.

**Palavras-chave:** fungos assexuais, taxonomia, água doce

**Abstract:** An interesting helicosporic fungus collected on submerged wood in the Brazilian Amazon, “Área de Proteção Ambiental Ilha do Combu”, Brazil, is described and illustrated. *Helicodochium amazonicum* gen. & sp. nov. is characterized by sporodochial conidiomata, macronematous, branched, very pale brown to subhyaline conidiophores and conidiogenous cells that produces helicoid, multiseptate, smooth, hyaline, conidia.

**Key words:** asexual fungi, taxonomy, freshwater

#### Introduction

Saprobic hyphomycetes are highly diverse on plant material, and many new genera or species have recently been discovered (e.g. Castañeda Ruíz *et al.*, 2009b, 2012; Zhang *et al.*, 2009, 2011a; Ma *et al.*, 2011; Cruz *et al.*, 2012; Ren *et al.*, 2012). Taking into account the great variety of its geographical and physical conditions, the Brazilian Amazon is considered an important reservoir of biodiversity. However, its mycobiota, especially of microfungi, is poorly known. During a mycological survey of fungi associated with submerged litter at Brazilian Amazon forest, an interesting fungus was collected from submerged wood. The specimen showed remarkable differences from all previously described asexual genera and is therefore described herein as new genus.

Samples of submerged litter were placed in paper and plastic bags, taken to the laboratory and treated according to Castañeda Ruiz (2005). Mounts were prepared in PVL (polyvinyl alcohol, lactic acid, and phenol) and measurements were made at a

---

<sup>3</sup> Trabalho aceito para publicação como Monteiro, J.S., Castañeda Ruiz, R.F., Gusmão, L.F.P. 2014. *Helicodochium*, a new microfungus from submerged wood in Brazil. *Mycotaxon*.

magnification of  $\times 1000$ . Micrographs were obtained with an Olympus microscope (model BX51) equipped with bright field and Nomarski interference optics. The type specimen is deposited in the Herbarium of Universidade Estadual de Feira de Santana (HUEFS).

### **Taxonomy**

***Helicodochium*** J.S. Monteiro, R.F. Castañeda, A.C. Cruz & Gusmão, **gen. nov.**

MYCOBANK MB804995

Differs from *Vanbeverwijkia* by monoblastic conidiogenous cells, from *Everhartia* by differentiated, dry differentiated conidiomata, macronematous conidiophores and pseudoparenchymatous stromata.

TYPE SPECIES: *Helicodochium amazonicum* J.S. Monteiro *et al.*

ETYMOLOGY: *Helico-* refers to the helicoid conidia; *-dochium*, referring to sporodochial conidiomata.

ASEXUAL FUNGUS. COLONIES on the natural substrate effuse, pale pinkish. Mycelium mostly immersed. CONIDIOMATA sporodochial, apothecium-like, dry, scattered, pinkish to white, consisting of numerous conidiophores arising from a stroma of globose, thick-walled, pale brown cells, with umbilicate centre. CONIDIOPHORES macronematous, erect, branched, septate, pale brown, arising from a thick-walled, pale brown, pseudoparenchymatous stromata with globose texture. CONIDIOGENOUS CELLS monoblastic, integrated, determinate, terminal, pale brown to hyaline. Conidial secession schizolytic. CONIDIA solitary, coiled, planate, pluri-septate, hyaline.

***Helicodochium amazonicum*** J.S. Monteiro, R.F. Castañeda, A.C. Cruz & Gusmão, **sp. nov.**

FIG. 1

MYCOBANK MB804996

Differs from *Vanbeverwijkia sporospora* by monoblastic conidiogenous cells, from *Everhartia* spp. by a differentiate apothecium-like to infundibuliform, dry conidiomata and macronematous conidiophores which arise from a pseudoparenchymatous stromata.

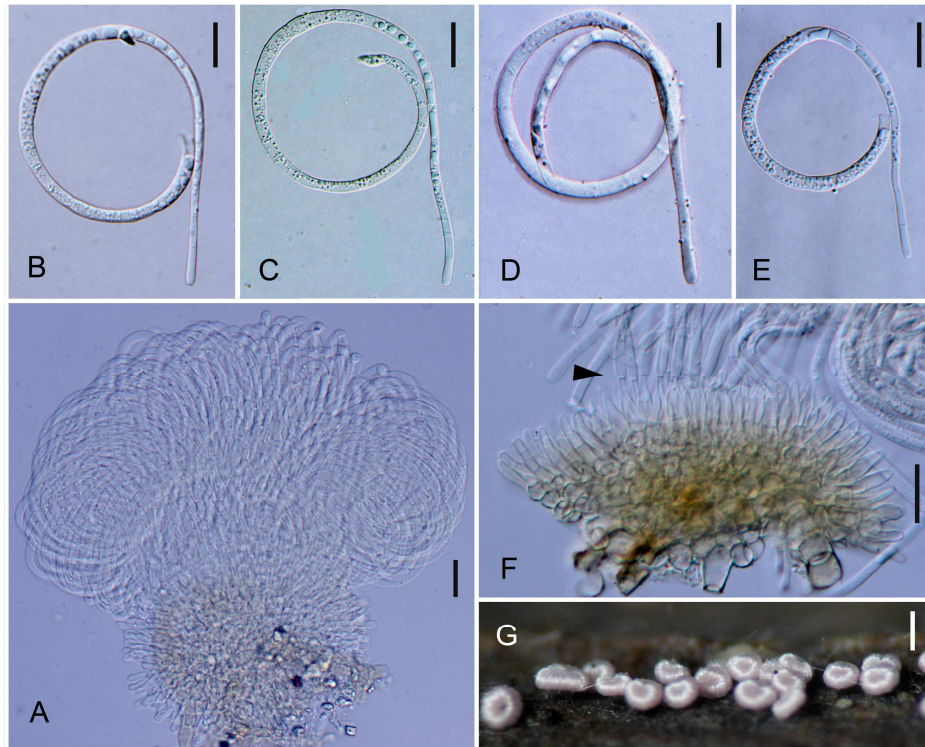
TYPE: Brazil, Pará State, Belém, Área de Proteção Ambiental Ilha do Combu, 1°25'S 48°27'W, on submerged wood, 18.Oct.2012, coll. J.S. Monteiro (**Holotype**: HUEFS 194251).

ETYMOLOGY: Latin, *amazonicum*, referring to the locality of the type specimen.

COLONIES on the natural substrate, effuse, pale pinkish. Mycelium mostly immersed. Hyphae septate, 2–4  $\mu\text{m}$  diam, branched, forming a pseudoparenchymatous stromata with thick-walled, smooth, pale brown, 5–10  $\mu\text{m}$  diam cells in “textura globose.” CONIDIOMATA sporodochial, apothecium-like, incurved at the centre, superficial, scattered or in groups, pale pink or white, glistening, dry, 63–100  $\mu\text{m}$  long and 128–150  $\mu\text{m}$  wide. CONIDIOPHORES macronematous, erect, more or less dichotomous branched below, arising from subglobose stromatic cells, 6–10  $\times$  5–7  $\mu\text{m}$ ; 1–4-septate, 13–20  $\times$  3–5  $\mu\text{m}$ , smooth, pale brown at the base, hyaline towards the apex. CONIDIOGENOUS CELLS monoblastic, cylindrical, integrated, determinate, terminal, rounded to subtruncated at the apex, 6–10  $\times$  3–4  $\mu\text{m}$ , pale brown. CONIDIAL SECESSION schizolytic. CONIDIA acrogenous, solitary, 20–33-septate, helicoid, 1½–2 times coiled, 70–82.5  $\mu\text{m}$  diam, planate, slightly attenuate and subtruncate at the base, 112.5–145  $\times$  4–6  $\mu\text{m}$ , 3–4  $\mu\text{m}$  wide at the base; rounded at the apex, 3–4  $\mu\text{m}$  wide, smooth, hyaline forming a compact, incurved cluster towards the centre of the conidiomata.

ADDITIONAL SPECIMEN EXAMINED: **BRASIL, PARÁ**, Área de Proteção Ambiental Ilha do Combu, 1°25'S 48°27'W, on submerged wood, 18.Oct.2012, coll. J.S. Monteiro HUEFS 194252.

NOTE: Seifert *et al.* (2011) described seven helicosporous genera with sporodochial conidiomata. Among these hyphomycetous fungi, only *Everhartia* Sacc. & Ellis (Yanna *et al.*, 2000a) and *Vanbeverwijkia* Agnihothr. (Agnihothrudu, 1961) are morphologically comparable with *Helicodochium* on sporodochia, conidiogenous cells and conidia. However *Everhartia* have gelatinous sporodochia with micronematous, unbranched or poorly branched conidiophores, lacking pseudoparenchymatous stroma and conidia composed of long chains of cuboid to globose cells. The monotypic genus *Vanbeverwijkia* is characterized by phialidic conidiogenous cells (Goos, 1987; Shearer & Crane, 1971), although thallic disarticulation was described by Agnihothrudu (1961). Both conidium ontogeny patterns are not related with *Helicodochium*.



**FIG. 1.** *Helicodochium amazonicum* (holotype HUEFS 194251). A. Sporodochium. B–E. Conidia. F. Conidia attached to the conidiogenous cells (arrow). G. Sporodochia on the substratum. Scale bars: A□F = 20  $\mu$ m, G = 100  $\mu$ m.

### Acknowledgments

The authors express their sincere gratitude to Dr. De-Wei Li and Dr. Xiu-Guo Zhang for their critical review of the manuscript. The authors are grateful to the Coordination for the Improvement of Higher Education Personnel (CAPES) for financial support and the “Programa de Pós-graduação em Biologia de Fungos – PPGBF/UFPE”. The authors thank the support provided by “Programa Ciência sem Fronteiras”. RFCR is grateful to and Cuban Ministry of Agriculture and “Programa de Salud Animal y Vegetal”, project P131LH003033 Cuban Ministry of Science, Technology and Environment for facilities. We acknowledge the facilities provided by Dr. P.M. Kirk and Drs. V. Robert and G. Stegehuis through the IndexFungorum and Mycobank websites. Dr. Lorelei L. Norvell’s editorial review and Dr. Shaun Pennycook’s nomenclature review are greatly appreciated.



#### 4.4. TWO NEW MICROFUNGI FROM BRAZILIAN AMAZON FOREST: *ATROGENICULATA SUBMERSA* AND *NIGROLENTILOCUS AMAZONICUS*<sup>4</sup>

**Resumo:** *Atrogeniculata submersa* gen. & sp. nov. e *Nigrolentilocus amazonicus* sp. nov., dois novos microfungos coletados sobre folhas em decomposição submersas de uma planta não identificada, são descritas e ilustradas. A primeira é distinguida por conidióforos macronematosos, geniculados, células conidiogênicas mono e polifialídicas, integradas, indeterminadas e conídios solitários, asseptados, globosos, piriformes a amplamente elipsóide, primeiramente subhialino e castanho-avermelhado a castanho-escuro depois de formado, secedendo esquizoliticamente em um colarete. *Nigrolentilocus amazonicus* sp. nov., é caracterizado por conídios solitários, acropleurógenos, obclavados, 2-sepatados, castanhos na base, subhialinos a castanho-claros no ápice do conidial.

**Palavras-chave:** fungos assexuais, sistemática, fungos tropicais

**Abstract:** *Atrogeniculata submersa* gen. & sp. nov. and *Nigrolentilocus amazonicus* two new microfungus collected on the submerged decaying leaves of an unidentified plant, are described and illustrated. The former is distinguished by macronematous, geniculate conidiophores, mono- and polyphialidic, integrated, indeterminate conidiogenous cells, and solitary, aseptate, globose, pyriform to broadly ellipsoid, first subhyaline and reddish-brown to dark brown after mature conidia that secede schizolytically on a collarete. *Nigrolentilocus amazonicus* sp. nov., is characterized by solitary, acropleurogenous, obclavate, 2-septate, brown below, subhyaline to pale brown at the apex conidia.

**Key words:** asexual fungi, systematics, tropical fungi

#### Introduction

Saprobic dematiaceous hyphomycetes are highly diverse on plant material in tropical forests and semi-arid regions, and many new genera or species have recently been discovered (e.g. Almeida *et al.*, 2013; Castañeda Ruiz *et al.*, 2009b, 2012; Cruz *et al.*, 2012; Ma *et al.*, 2011; Monteiro & Gusmão, 2013; Silva & Gusmão, 2013; Ren *et al.*,

---

<sup>4</sup> Trabalho aceito para publicação como Monteiro, J.S., Castañeda Ruiz, R.F., Gusmão, L.F.P. 2014. Two new microfungi from Brazilian Amazon forest: *Atrogeniculata submersa* and *Nigrolentilocus amazonicus*. *Mycotaxon*.

2012; Zhang *et al.*, 2009, 2011a). Taking into account the great variety of its geographical and physical conditions, the Brazilian Amazon is considered an important reservoir of biodiversity. However, its mycobiota, especially of microfungi, is poorly known. During a mycological survey of fungi associated with submerged litter at Brazilian Amazon forest, two interesting fungi were collected from submerged leaves in a stream. Among the specimens, one fungus showed remarkable differences from all previously described hyphomycetes genera (Seifert *et al.*, 2011) and the other, from *Nigrolentilocus* species (Castañeda Ruiz *et al.*, 2001). The two fungi are therefore described here as new genus and a new species, respectively.

### Materials and methods

Samples of submerged litter were placed in paper and plastic bags, taken to the laboratory and treated according to Castañeda Ruiz (2005). Mounts were prepared in PVL (polyvinyl alcohol, lactic acid, and phenol) and measurements were made at a magnification of  $\times 1000$ . Micrographs were obtained with an Olympus microscope (model BX51) equipped with bright field and Nomarski interference optics. The type specimen is deposited in the Herbarium of Universidade Estadual de Feira de Santana (HUEFS).

### Taxonomy

*Atrogeniculata* J. S. Monteiro, Gusmão & R. F. Castañeda, **gen. nov.**

MYCOBANK MB805084

Differs from *Phialogeniculata* by reddish-brown to dark conidia, from *Phaeohiratsukaea* by solitary conidia, that lacking a longitudinal germ slit, and from *Craspedodidymum* by intercalary, sympodial elongated conidiogenous cells.

TYPE SPECIES: *Atrogeniculata submersa* J.S. Monteiro et al.

ETYMOLOGY: *Atro-*, referred to the conidia pigmentation, *-geniculata*, referring to the bent like conidiophores of this fungus.

Asexual fungi. COLONIES on the natural substratum, hairy, golden brown to brown. Mycelium superficial and immersed. CONIDIOPHORES macronematous, mononematous, erect, geniculate, septate, brown to dark brown. CONIDIOGENOUS CELLS monophialidic or polyphialidic, integrated, indeterminate, intercalary and terminal, with several conspicuous collarete. CONIDIAL SECESSION schizolytic. CONIDIA solitary, acropleurogenous, aseptate, ellipsoid, ovoid, globose to oblong, first hyaline, later brown, reddish brown to black, smooth or verruculose.

NOTE: *Atrogeniculata* superficially resembles *Phialogeniculata* Matsush., but it has hyaline conidia, aggregated in white, mucous masses (Matsushima, 1971, 1993; Hyde & Goh, 1998a). *Atrogeniculata* is also similar to *Phaeohiratsukaea* Udagawa & Iwatsu, but the latter has pale brown or brown, basocatenulate conidia with a conspicuous longitudinal germ slit (Udagawa & Iwatsu, 1990). *Craspedodidymum* (Holubová.-Jechová, 1972; Yanna *et al.*, 2000b) showed similar conidium ontogeny, and producing conidia in apical a funnel-shaped collarete, but lacking intercalary conidiogenous loci

*Atrogeniculata submersa* J. S. Monteiro, Gusmão & R. F. Castañeda, **sp. nov.**

FIG. 1

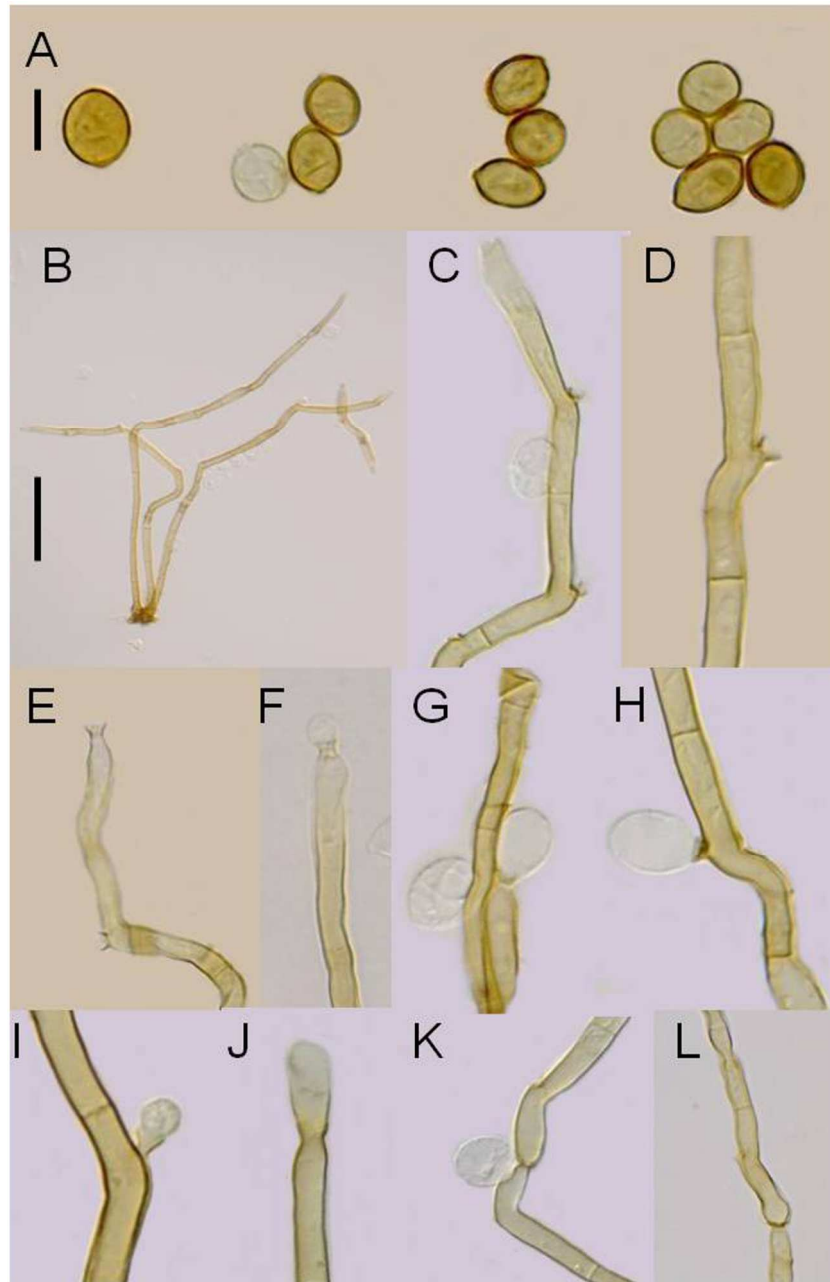
MYCOBANK MB805085

Differs from *Phialogeniculata* spp. by having brown to reddish brown, aseptate conidia, differs from *Phaeohiratsukaea expansa* by solitary conidia without longitudinal slit.

TYPE: Brazil, Pará State, Belém, Parque Estadual do Utinga, 1°25'S 48°27'W, on submerged decaying leaves of an unidentified plant in a stream, 28 October 2011, coll. J.S. Monteiro, (**Holotype**: HUEFS 196428).

ETYMOLOGY: Latin, *submersa*, meaning submerged, growing under water.

COLONIES on the natural substratum, hairy, epiphyllous, golden brown to brown. Mycelium superficial and immersed, composed of septate, branched, brown, smooth, 1–3  $\mu\text{m}$  diam hyphae. CONIDIOPHORES macronematous, mononematous, erect, geniculate, 7–15-septate, brown to golden brown, smooth, 60–200  $\times$  5–8  $\mu\text{m}$ . CONIDIOGENOUS CELLS monophialidic, rarely polyphialidic with sympodial extensions, sometimes with enteroblastic percurrent elongations, integrated, indeterminate, intercalary and terminal, brown to golden brown, 39–60  $\times$  2.5–4.0  $\mu\text{m}$ , with several conspicuous funnel-shaped or infundibuliform, 2–3  $\mu\text{m}$  diam, 2.0–3.5  $\mu\text{m}$  deep collarettes, more less at the middle of each conidiogenous cell and at the apex of terminal cell. CONIDIAL SECESSION schizolytic. CONIDIA solitary, acropleurogenous, aseptate, ellipsoid, ovoid, globose to ellipsoid, but frequently slightly apiculate, with inconspicuous hilum at the base, successive produced, first hyaline, brown to reddish brown after maturation, smooth, 10–12  $\times$  7–9  $\mu\text{m}$ , dry.



**FIG. 1.** *Atrogeniculata submersa* (HUEFS 196428). A. Conidia. B. Conidiophores. C–L Conidiogenous cells, collarettes and young conidia. Scale bars: A, C–L = 10  $\mu\text{m}$ , B = 20  $\mu\text{m}$ .

*Nigrolentilocus amazonicus* J. S. Monteiro, Gusmão & R. F. Castañeda, **sp. nov.** FIG. 2

MYCOBANK MB805086

Differs from *Nigrolentilocus* spp. by 2-septate, obclavate to obpyriform conidia.

TYPE: Brazil, Pará State, Belém, Areas de Preservação Ambiental Ilha do Combu, 1°29'S 48°25'W, on submerged rotten leaves of unidentified plant in stream, 05.IV.2011, coll. J.S. Monteiro, (**Holotype:** HUEFS 196429).

ETYMOLOGY: Latin, *amazonicus*, referring to the locality of the type specimen.

COLONIES on the natural substratum, effuse, hairy, amphigenous, dark brown to black. Mycelium mostly immersed. HYPHAE septate, branched, 1–2  $\mu\text{m}$  diam., smooth, brown. CONIDIOPHORES macronematous, mononematous, erect, straight, sometimes slightly sinuate towards the apex, unbranched, 5–10-septate, with several annellations, smooth, 50–150  $\times$  5–8  $\mu\text{m}$ , brown to dark brown at the base, brown towards the apex. CONIDIOGENOUS CELLS polyblastic, terminal and intercalary, brown, 39–70  $\times$  4–5  $\mu\text{m}$ , integrated, indeterminate, with several sympodial elongations bearing conspicuous, lenticular, black conidiogenous loci after enteroblastic percurrent elongations. CONIDIAL SECESSION schizolytic. CONIDIA solitary, solitary, obclavate to obpyriform, obscure cicatrized at the base, obtuse at the apex, acropleurogenous, smooth, dry, 2-septate, 15–20  $\times$  6.0–6.5  $\mu\text{m}$ , with basal and central cells brown and apical cell pale brown.

NOTE: Castañeda-Ruiz *et al.* (2001) established the genus *Nigrolentilocus* with *N. africanus* (B. Sutton) R.F. Castañeda & Heredia as type species to accommodate one new species and four combinations derived from *Pseudospiropes* M.B. Ellis and *Helminthosporium* Link. Among the known species of *Nigrolentilocus* not one is close or resembles *N. amazonicus*. All five previously described species can be easily differentiated.



FIG. 2. *Nigrolentilocus amazonicus* (HUEFS 196429). A. Conidiophore, conidiogenous cells and conidia. B–C. Conidiogenous cells. D. Conidia. Scale bar = 20  $\mu\text{m}$ .

### **Acknowledgments**

The authors express their sincere gratitude to Dr. Margarita Hernández-Restrepo and Dr. De-Wei Li for their critical review of the manuscript. The authors are grateful to the Coordination for the Improvement of Higher Education Personnel (CAPES) for financial support and the “Programa de Pós-graduação em Biologia de Fungos – PPGBF/UFPE”. The authors thank the support provided by “Programa Ciência sem Fronteiras”. RFCR is grateful to and Cuban Ministry of Agriculture and “Programa de Salud Animal y Vegetal”, project P131LH003033 Cuban Ministry of Science, Technology and Environment for facilities. We acknowledge the facilities provided by Dr. P.M. Kirk and Drs. V. Robert and G. Stegehuis through the IndexFungorum and Mycobank websites. Dr. Lorelei L. Norvell’s editorial review and Dr. Shaun Pennycook’s nomenclature review are greatly appreciated.

#### 4.5. A NEW SPECIES OF *ARACHNOPHORA* FROM SUBMERGED WOOD IN AMAZON RAINFOREST, BRAZIL<sup>5</sup>

**Resumo:** Uma nova espécie de *Arachnophora* é descrita e ilustrada de galhos submersos da Ilha do Combu (Belém, Pará, Brasil) na Floresta Amazônica. *Arachnophora combuensis* sp.nov. é caracterizado por conidióforos simples, castanho-claros, células conidiogênicas monoblásticas com extensão percorrente, e conídios estaurospóricos, com célula basal castanha, 2□3 células centrais castanho-escuras e 1□3 ramos cônicos, castanho-claros. Este é comparado a táxons similares morfologicamente.

**Palavras-chave:** hyphomycetes, fungos aquáticos, taxonomia, trópicos

**Abstract:** A new species of *Arachnophora* is described and illustrated from submerged wood from the Combu Island (Belém municipality, Pará, Brazil) in Amazon rainforest. *Arachnophora combuensis* sp.nov. is characterized by simple, pale brown conidiophores, monoblastic conidiogenous cells with extending percurrent, and staurosporous, with pale brown basal cell; dark brown, 2□3 central cells and pale brown, 1□3 arms conical. It is compared to morphologically similar taxa.

**Key words:** hyphomycetes, freshwater fungi, taxonomy, tropics

#### Introduction

During a mycological survey of conidial fungi occurring on submerged decaying plant material from Brazilian Amazon, North Brazil, an interesting fungus was collected on submerged wood. Its conidiogenesis and conidial features clearly suggest a placement within the genus *Arachnophora* Hennebert (Hennebert, 1963). The specimen showed remarkable differences from all previously described *Arachnophora* species and is therefore described here as new to science.

Samples of submerged litter were placed in paper and plastic bags, taken to the laboratory and treated according to Castañeda Ruiz (2005). Mounts were prepared in PVL (polyvinyl alcohol, lactic acid, and phenol) and measurements were made at a magnification of ×1000. Micrographs were obtained with an Olympus microscope (model

---

<sup>5</sup> Trabalho aceito para publicação como Monteiro, J.S., Castañeda Ruiz, R.F., Gusmão, L.F.P. 2014. A new species of *Arachnophora* from submerged wood in Amazon rainforest, Brazil. *Mycotaxon*.

BX51) equipped with bright field and Nomarski interference optics. The type specimens are deposited in the Herbarium of Universidade Estadual de Feira de Santana (HUEFS).

### Taxonomy

*Arachnophora combuensis* J. S. Monteiro, R.F. Castañeda & Gusmão, **sp. nov.** Fig. 1

MYCOBANK MB807635

Differs from *Arachnophora pulneyensis* by presence of basal cell, 0□1 arms in the proximal body and longer conidia.

TYPE: Brazil, Pará State, Belém, Área de Proteção Ambiental Ilha do Combu, 1°25'S 48°27'W, on submerged wood, 10.I.2013, coll. J.S. Monteiro (**Holotype**: HUEFS 196432).

ETYMOLOGY: Latin, *combuensis*, refers to the island where the type specimen was collected.

COLONIES on the natural substrate, effuse, hairy, dark brown. Mycelium partly immersed, partly superficial. HYPHAE branched, septate, smooth, pale brown, 2–4 µm wide. CONIDIOPHORES macronematous, mononematous, simple or with one branch, erect, straight or slightly flexuous, cylindrical, 3–4-septate, smooth, pale brown, 87.5–225 × 5–7.5 µm; branches cylindrical, 1–2-septate, smooth, pale brown, 27.5□60 × 6□7.5 µm. CONIDIOGENOUS CELLS monoblastic, integrated, cylindrical, extending percurrently, terminal, smooth, pale brown. CONIDIAL SECESSION rhexolytic. CONIDIA acrogenous, solitary, staurosporous, 42□50(□60) × 13□16 µm, composed of one basal cell conical, smooth, pale brown, 7□14 × 5□11 µm, with a tapering base bearing remains of the conidiogenous cells, 2□3 µm wide; 1–2(□3) central cells, dark brown, smooth, 7–21 × 9□16 µm; 1□3(□4) arms conical, 1-septate, 12□30 × 5□11 µm, with a pale brown basal cell, 6□15 × 5□11 µm and a pale brown distal cell, 7□19 × 3□6 µm. Synanamorph *Selenosporella*-like, present at the tip of conidial arms, producing conidia simpodially, aseptate, fusiform, straight, hyaline, 3–5 × 0.5□1µm.

ADDITIONAL SPECIMEN EXAMINED: **BRASIL, PARÁ**, Área de Proteção Ambiental Ilha do Combu, 1°25'S 48°27'W, on submerged wood, 10.I.2013, coll. J.S. Monteiro HUEFS 196433.

NOTE: *Arachnophora* Hennebert was introduced by Hennebert (1963), with the type species *A. fagicola* Hennebert from decaying cupules of *Fagus sylvatica* in Belgium. It



comprises eight species characterized by monoblastic, integrated, conidiogenous cell with extending percurrent and conidia staurosporous, with dark central cells and paler septate incurved arms (Révay & Gönczöl, 1989; Castañeda Ruiz *et al.*, 1996; Castañeda Ruiz *et al.*, 1997a; Castañeda Ruiz & Guarro, 1998; Pratibha *et al.*, 2011; Leão-Ferreira *et al.*, 2013). Among described species only *A. crassa* Reváy & Gönczöl and *A. pulneyensis* (Subram. & Bhat) R.F. Castañeda are morphologically similar to *A. combuensis*, but the former has conidia with 5–7 arms, 16–22 × 8–10 µm central cells (Révay & Gönczöl, 1989). *Arachnophora pulneyensis* differs from *A. combuensis* by the size of central cells and arms of conidia (15–25 × 8–12 µm and 5–10 × 3–6 µm, respectively) and absence of basal cell (Castañeda Ruiz *et al.*, 1996).

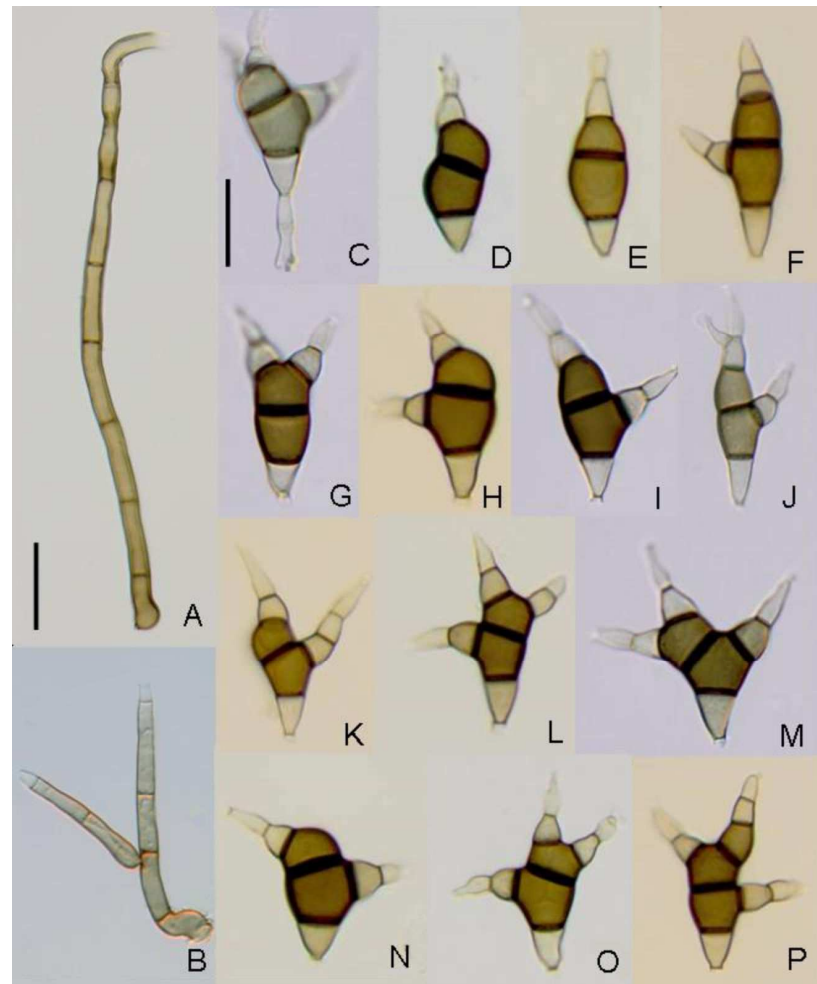


FIG. 1. *Arachnophora combuensis* (holotype HUEFS 196432). A–B. Conidiophores. C. Conidiogenous cell attached to the conidium. D–P. Conidia. (Scale bars: A–B = 30 µm; C–P = 20 µm).

### **Acknowledgments**

The authors express their sincere gratitude to Prof. Xiu-Guo Zhang and Dr. De-Wei Li for their critical review of the manuscript. The authors are grateful to the Coordination for the Improvement of Higher Education Personnel (CAPES) for financial support and the “Programa de Pós-graduação em Biologia de Fungos – PPGBF/UFPE”. RFCR is grateful to and Cuban Ministry of Agriculture and “Programa de Salud Animal y Vegetal”, project P131LH003033 Cuban Ministry of Science, Technology and Environment for facilities. Dr. Lorelei L. Norvell’s editorial review and Dr. Shaun Pennycook’s nomenclature review are greatly appreciated.

#### 4.6. PHYLOGENETIC NOTES OF *THOZETELLA* (CHAETOSPHAERIACEAE) AND TWO NEW SPECIES FROM BRAZILIAN AMAZON FOREST<sup>6</sup>

**Resumo:** *Thozetella coronata* sp. nov. e *Thozetella ipisiloidea* sp. nov., coletadas de folheto submerso na Amazônia brasileira, são descritas e ilustradas. A primeira espécie é caracterizada pela produção de microaristas (elementos estéreis) clavados, hialinos, coronados. A segunda é distinguida por microaristas em forma de Y, hialinos. Análise filogenética de sequências de DNA da região ITS rDNA foi realizada para avaliar o relacionamento das espécies em *Thozetella*. Sequências de DNA pertencendo a diferentes gêneros de Chaetosphaeriaceae, incluindo espécies de *Thozetella*, derivadas de estudos anteriores foram recuperadas do GenBank. As espécies *T. cristata* e *T. falcata* foram sinonimizadas. *Thozetella acerosa* e *T. boonjiensis* são consideradas espécies distintas com base nos dados moleculares. Uma chave ilustrada com as microaristas das espécies de *Thozetella* é fornecida.

**Palavras-chave:** Ambientes aquáticos, Ascomycota, Fungos anamórficos, Taxonomia

**Abstract:** *Thozetella coronata* sp. nov. and *T. ipisiloidea* sp. nov. collected from submerged leaf litter in the Brazilian Amazon forest, are described and illustrated. The former species is characterized by the production of clavate, hyaline, coronate microawns. The latter fungus is distinguished by finely verrucose, Y-shaped, hyaline microawns. A phylogenetic analysis of DNA sequence data of rDNA ITS region was performed to assess the relationships of *Thozetella*. DNA sequences belonging to different genera of the Chaetosphaeriaceae, including *Thozetella* species, derived from previously studies were retrieved from the GenBank. Resulting molecular data analyses agree of the earlier phylogenies and *T. ipisiloidea* is strongly supported. The affinities of *T. cristata* and *T. falcata* are discussed. *Thozetella acerosa* and *T. boonjiensis* are considered distinct species in light of molecular data. An illustrated key with microawns of *Thozetella* species is provided.

**Key Words:** Environment aquatic, Ascomycota, Anamorphic fungi, Taxonomy

---

<sup>6</sup> Trabalho a ser submetido para publicação como Monteiro, J.S., Castañeda Ruiz, R.F., Santos, T.A.B., Gusmão, L.F.P. 2014. Phylogenetic notes of *Thozetella* (Chaetosphaeriaceae) and two new species from Brazilian Amazon forest. *Mycological Progress*.

## Introduction

The Brazilian Amazon forest is considered one of the most important reservoirs of biodiversity in the world. However, microfungi, especially anamorphic fungi, are poorly known. During a survey of anamorphic fungi associated with submerged decaying plant material two interesting fungi belonging to the genus *Thozetella* Kuntze were found.

The genus *Thozetella* was erected by Kuntze (1891) as *nomem novum* for *Thozetia* Berk. & F. Muell., with *T. nivea* (Berk.) Kuntze, as the type species (Pirozynski & Hodges, 1973). This genus is distinguished by presence of sporodochial, synnematal or effuse conidiomata, phialidic conidiogenous cells which produce unicellular, setulate, lunate, hyaline conidia and sterile elements, called microawns. The latter structure is a distinctive feature of this genus (Paulus *et al.*, 2004; Silva & Grandi, 2013). Molecular data available reveals the *Thozetella* are closely related with Chaetosphaeriaceae (Paulus *et al.*, 2004; Jeewon *et al.*, 2009).

Currently 18 species have been described so far in *Thozetella*, with species delimitation primarily based on morphology of microawns (Silva & Grandi, 2013). Pirozynski & Hodges (1973) redescribed *T. nivea* and described *T. cristata* Piroz. & Hodges and proposed two new combinations, *T. radicata* (Morris) Piroz. & Hodges and *T. tocklaiensis* (Agnihotr.) Piroz. & Hodges. Nag Raj (1976) described *T. canadensis* Nag Raj. Sutton & Cole (1983) described and documented *T. effusa* B. Sutton & G.T. Cole in culture. Castañeda Ruiz (1984) and Castañeda Ruiz & Arnold (1985) proposed *T. havanensis* R.F. Castañeda and *T. cubensis* R.F. Castañeda & G.R.W. Arnold, respectively.

In the 2000s, Allegrucci *et al.* (2004) described *T. buxifolia* Allegrucci *et al.* and Paulus *et al.* (2004) proposed five new species, *T. acerosa* B.C. Paulus *et al.*, *T. boonjiensis* B.C. Paulus *et al.*, *T. falcata* B.C. Paulus *et al.*, *T. gigantea* B.C. Paulus *et al.* and *T. queenslandica* B.C. Paulus *et al.*, including the first molecular analyses. Jeewon *et al.* (2009) described *T. pinicola* S.Y.Q. Yueng *et al.* and provided additional data about the position of *Thozetella* in Chaetosphaeriaceae.

In the last three years, four new species were described. Barbosa *et al.* (2011) and Silva & Grandi (2011) described *T. submersa* F.R. Barbosa & Gusmão and *T. aculeata* P. Silva & Grandi, respectively. Whitton *et al.* (2012) proposed *T. serrata* Whitton *et al.*, from *Pandanus furcatus*. Recently, Silva & Grandi (2013) conducted a detailed study of eleven taxa of *Thozetella* and proposed an amendment to the genus and described *T. capitata* P. Silva & Grandi, and considered *T. boonjiensis* as synonym of *T. acerosa*.

During a mycological survey of conidial fungi on submerged litter at Brazilian Amazon forest, two fungi were found and do not fit any of the currently known species of *Thozetella* and are therefore, described here as new. *Thozetella ipisiloidea* sp. nov. was obtained in pure culture, while all the attempts to isolate the *T. coronata* sp. nov. failed.

## **Materials and methods**

### **Isolation and identification of fungi**

Samples of submerged decaying plant material were collected from streams in the “Área de Proteção Ambiental Ilha do Combu”, Pará State, Brazil. Samples were treated according with Castañeda Ruiz (2005) and examined periodically under the stereomicroscope for 30 days. Semi-permanent and permanent microscope slides of fungi were mounted in lactic acid 85% and PVL resin (alcohol polyvinyl, lactic acid and phenol), respectively. The specimens were examined under light microscope for identification. To get pure cultures, conidia from the fungi growing on the natural substratum were transferred to carrot meal agar (CMA: 20 g carrot, 20 g meal, 20 g agar, 1L distilled water) and incubated at room temperature ( $\cong 25^{\circ}\text{C}$ ). Photomicrographs were obtained with a Olympus microscope BX51 equipped with bright-field and Nomarski interference optics and a microscopy image acquisition DP25 digital color camera.

### **DNA extraction, sequencing and phylogenetic analysis**

The extraction of the mycelia was obtained from a culture of *T. ipisiloidea* (LAMIC 0113/13) and *T. cristata* (LAMIC 0153/13) on CMA using the DNeasy<sup>®</sup> Plant Mini Kit. Amplification of the rDNA ITS region was performed using primers ITS5 and ITS4 (White *et al.*, 1990). PCR reactions were performed in 25  $\mu\text{L}$  reaction mixtures containing 1  $\mu\text{L}$  genomic DNA, 2.5  $\mu\text{L}$  PCR buffer, 18.3  $\mu\text{L}$  ultra pure sterile water, 1  $\mu\text{L}$  dNTP (2.5 mM), 0.35  $\mu\text{L}$  of each primer (15 pmol/ $\mu\text{L}$ ) and 0.25  $\mu\text{L}$  Taq polymerase (5 U/ $\mu\text{L}$  DNA). Amplifications were performed in a GeneAmp PCR system 9700 (Applied Biosystems), programmed of 1 min denaturation at  $95^{\circ}\text{C}$ , followed by 35 cycles of denaturation at  $94^{\circ}\text{C}$  for 1 min, primer annealing for 1 min at  $60^{\circ}\text{C}$ , extension for 2 min at  $72^{\circ}\text{C}$ , and a final 7 min elongation step at  $72^{\circ}\text{C}$ . After amplification of the ITS template, excess primers and dNTP's were removed from the reaction mixture using a polyethylene glycol solution (Lis & Schleif, 1975). Purified PCR fragments were resuspended in 15  $\mu\text{L}$  of ultra pure sterile water. The PCR products were sequenced directly in both directions with primers ITS5 and ITS4 using a Kit Big Dye Terminator Cycle Sequencing Ready Reaction (Applied Biosystems), using the manufacturer's recommendations. Reactions were run in a

GeneAmp PCR system 9700 run in 9600 mode (Applied Biosystems); programmed for 35 cycles of 15 s denaturation at 96°C, followed by primer annealing for 10 s at 50°C and extension for 4 min at 60°C. Sequencing products were purified according to the manufacturer's recommendations. Samples were analyzed on an ABI PRISM 3700 Genetic Analyzer (Applied Biosystems). The programs Pregap4 v1.5 and Gap v4.10 of the Staden Package (Staden, 1996) was used to obtain consensus sequences. BLAST sequence identity search was carried out to compare data of our isolate with those of other fungi deposited in the GenBank database.

A phylogenetic analysis of ITS sequences was performed to assess the relationships of *T. ipisiloidea* and *T. cristata* within the species of *Thozetella*. DNA sequences belonging to different genera of the Chaetosphaeriaceae derived from previously studies (Paulus *et al.*, 2004; Jeewon *et al.*, 2009; Crous *et al.*, 2012) were retrieved from the GenBank. A sequence of *Porosphaerella cordanophora* (AF178563) were used as outgroup. The alignments of the ITS sequences were performed in the program MAFFT (Katon & Toh, 2008), followed by manual adjustments in the program Mesquite v2.75 (Maddison & Maddison, 2011).

Maximum Parsimony (MP) analyses were conducted with PAUP\* v. 4b10 (Swofford, 2002) with a heuristic tree search that was performed using starting trees obtained via stepwise, random sequence addition, and 1000 addition sequence replicates, tree bisection-reconnection (TBR) as swapping algorithm, 'multrees' on, and using all optimal trees for the next swapping round. Branch robustness was tested by heuristic searches based on 1000 bootstrap replicates (randomly sampled data sets with replacements), each with 10 replicates of random sequence addition (Hillis & Bull, 1993).

The nucleotide substitution model GTR+I+G was obtained by Modeltest 3.7 (Posada & Crandall, 1998) for the Maximum Likelihood (ML) and Bayesian Inference (BI) analyses. After the likelihood scores were calculated, the models were selected according to the Akaike information criterion (AIC) (Posada & Buckley, 2004). For the ML and bootstrap analyses, the starting tree was made by stepwise-addition and the number of runs or search replicates was set to 1000.

Bayesian inference analyses were performed using MrBayes 3.2.2 (Huelsenbeck & Ronquist, 2001). Posterior probabilities for internodes were calculated with the Markov Chain Monte Carlo (MCMC) method by running four chains with two million generations in each of two runs with trees sampled every 1000 generations. Bayesian analyses were performed using random starting trees, and were run for four chains with three million

generations, sampling every 300 generations, generating 10,000 trees, with the first 2,500 discarded as 'burn-in' for each chain.

The genetic distances was obtained by pairwise method in MEGA v.5 (Tamura *et al.*, 2011).The analysis involved 14 nucleotide sequences of *Thozetella*. All positions containing gaps and missing data were eliminated. There were a total of 428 positions in the final dataset.

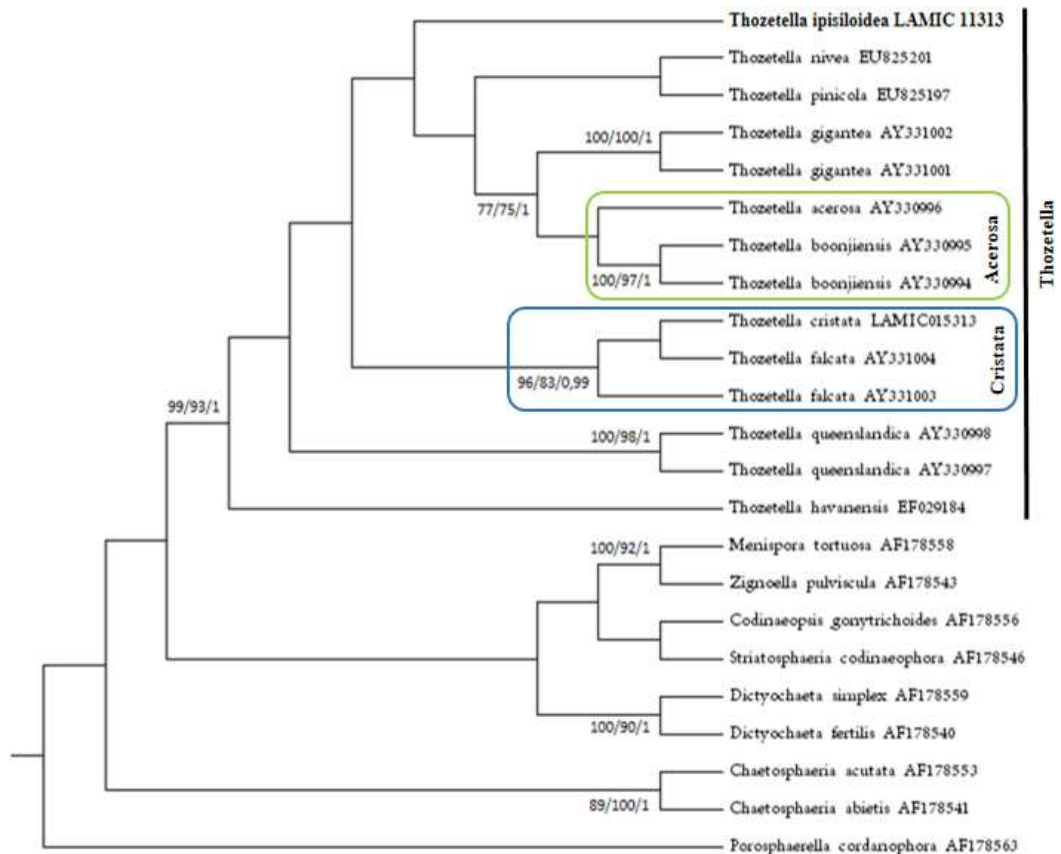
## Results

### Phylogenetic analysis

For the *T. ipisiloidea* and *T. cristata* strains the primers for the ITS region successfully amplified PCR products of the expected size, totalizing around 450 nucleotides. The sequences obtained were aligned with sequences recovered from GenBank (NCBI). *Thozetella ipisiloidea* was similar to those of the *Thozetella* strains deposited in the NCBI database, exhibiting 94-95% identity.

In the MP analyses, the three subsets of ITS (ITS1, 5.8S and ITS2) has equal weigh. The aligned dataset of *Thozetella* and related genera ITS sequences contained 488 positions, which 256 characters were constant; 77 variable characters were uninformative and 155 characters were informative. The score of best tree found was 592. The ML and BI analyses produced each one tree with Ln likelihoods of -3171.90569 and -3185.69, respectively. The topology recovered was plotted with the bootstrap values of MP and ML, and the posterior probabilities of BI, respectively (Fig. 1).

*Thozetella* presented monophyletic with high support values (Fig. 1). The clades better supported corroborate those showed by Paulus *et al.* (2004) and Jeewon *et al.* (2009). *Thozetella ipisiloidea* do not cluster with any other sequences of *Thozetella* species, corroborating its status as a new species. The sequence of *T. cristata* was located within the clade Cristata with the two sequences of *T. falcata*, with 1,4-1,6% of genetic distance, it meaning that both taxa have high genetic similarity.



**Fig. 1.** Members of the genus *Thozetella* and related genera. Cladogram recovered from MP, ML and BI. The most significant bootstrap and posterior probabilities values, respectively, are indicated at nodes. The limiar value accepted for bootstrap was >70% whereas for the posterior probability was >0,95.

## Taxonomy

*Thozetella coronata* J.S. Monteiro, R. F. Castañeda & Gusmão, sp. nov. Fig. 2

Mycobank MB ##

Diagnosis: differs from all *Thozetella* species by its clavate, with 5–6 projections, coronate microawns.

COLONIES on the natural substrate cream-coloured. Mycelium immersed; hyphae septate, branched, cylindrical cells, 1.5–2.5 µm diam., smooth-walled, pale brown. CONIDIOMATA superficial, sessile sporodochia with a white spore mass at the apex, 62.5–75 µm long, 175–200 µm wide. CONIDIOPHORES macronematous, septate, cylindrical, smooth, pale brown. CONIDIOGENOUS CELLS monophialidic, integrated, determinate, terminal, cylindrical, smooth, pale brown, 13–15 × 2–3 µm, lacking an apical collarete. CONIDIA lunate, aseptate, smooth, hyaline, 16–20 × 2–3 µm, provided with a single filiform setula at each end, 6–8 µm long. MICROAWNS not visible in mass on the natural substratum, aseptate, clavate, smooth, hyaline,

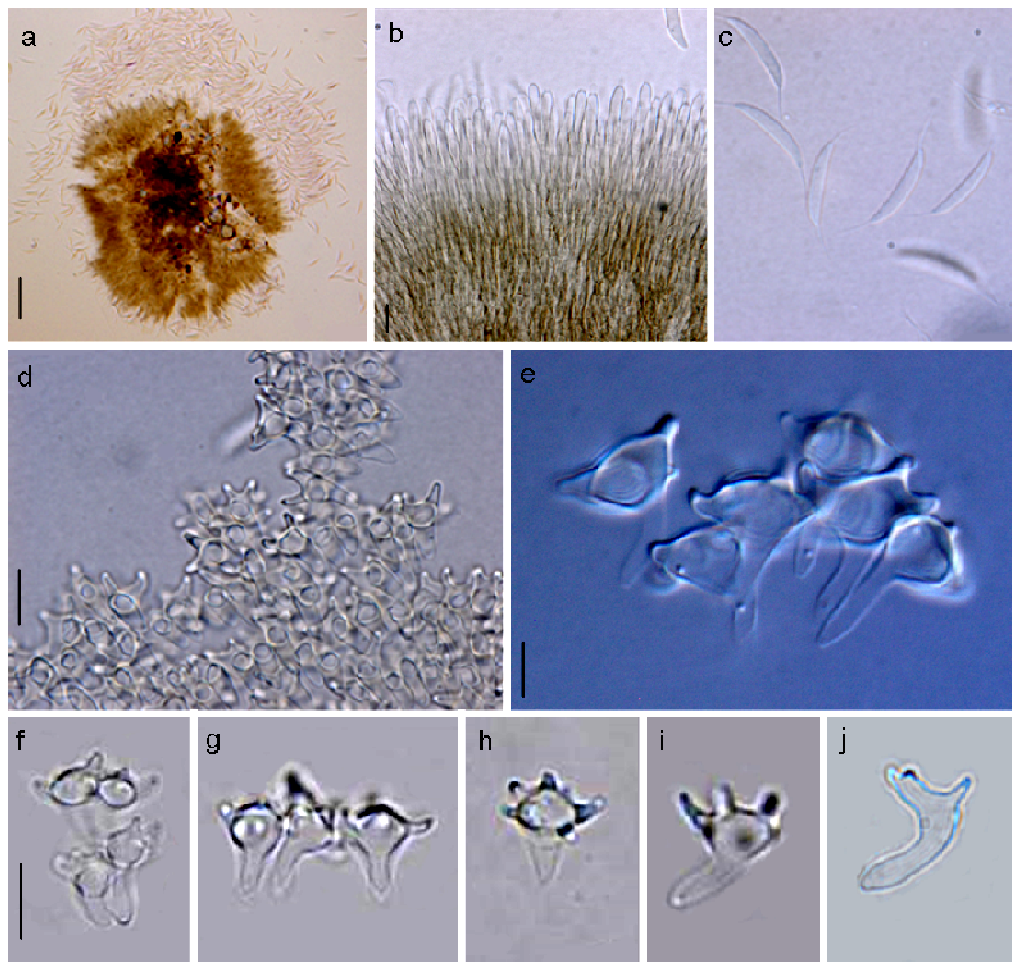


10–15 × 2–3 µm; apical part swollen, 4–6 µm wide, with 5–6 projections, 1–1.5 µm long; base 1–1.5 µm wide. Teleomorph unknown.

HOLOTYPE: **BRAZIL. PARÁ**, “Área de Proteção Ambiental Ilha do Combu”, 1°29'S, 48°25'W, on unidentified submerged leaves, 17 January 2010. Coll. J.S. Monteiro. HUEFS 196471 (holotype).

ETYMOLOGY: Latin, *coronata*, in reference to the apical projections at the apex of microawns.

*Thozetella coronata* can be easily diagnosed by the presence of coronate microawns and smaller size. *Thozetella submersa* has measurement similar but microawns are elliptic-fusiform, slightly curved and 16–25 × 3–4 µm (Barbosa *et al.*, 2011).



**Fig. 2.** *Thozetella coronata*. a. Conidioma sporodochial. b. Detail of conidiogenous cells. c. Conidia with setulae. d. General aspect of microawns. e. Detail of microawns. f-j. Microawns. Bars: a, 50 µm; b-j, 10 µm.

***Thozetella ipisiloidea*** J.S. Monteiro, R. F. Castañeda & Gusmão, sp. nov. Fig. 3

MycoBank MB ##

Diagnosis: differs from all *Thozetella* species by its Y-shaped microawns.

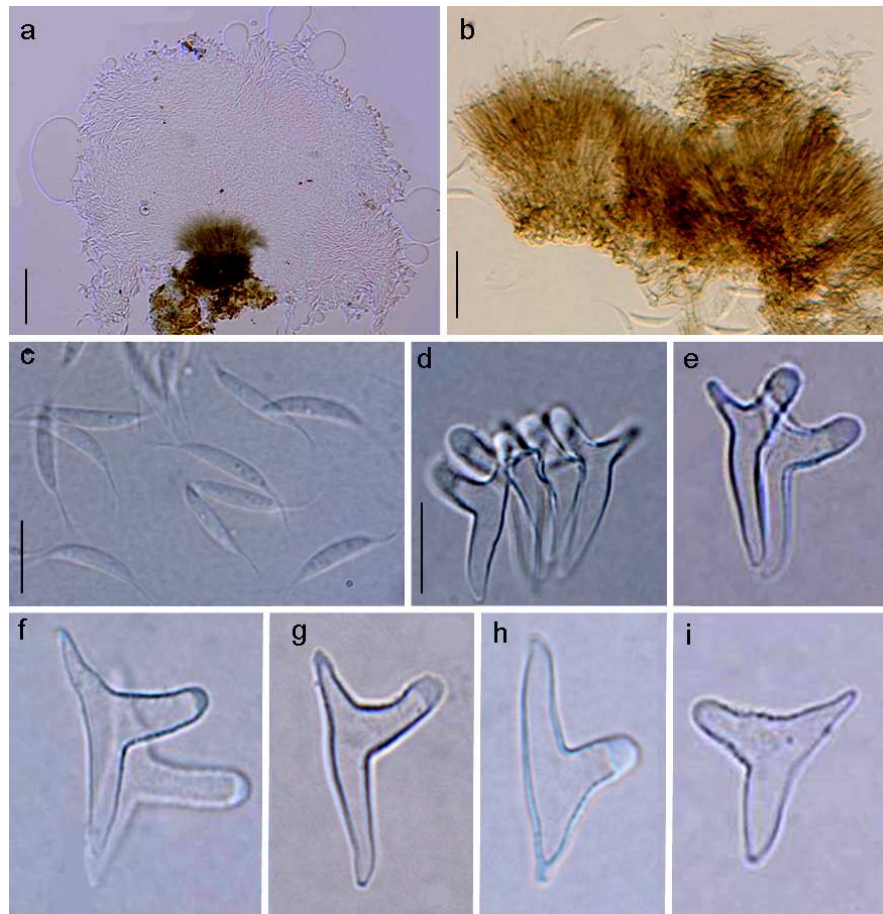
COLONIES on the natural substrate cream-coloured. Mycelium immersed; hyphae septate, branched, cylindrical cells, 1.5–2 µm diam., smooth-walled, pale brown. CONIDIOMATA superficial, sessile sporodochia with a white spore mass at the apex, 42.5–87.5 µm long, 47.5–150 µm wide. CONIDIOPHORES macronematous, septate, cylindrical, smooth, pale brown. CONIDIOGENOUS CELLS monophialidic, integrated, determinate, terminal, cylindrical, smooth, pale brown, 12–25 × 2–3 µm, lacking an apical collarete. CONIDIA lunate, aseptate, smooth, hyaline, 11–15 × 2–3 µm, provided with a single filiform setula at each end, 5–8 µm long. MICROAWNS not visible in mass on the natural substratum, aseptate, Y-shape, finely verrucose, hyaline, 12–22 × 8–13 µm, 2–4 µm wide at the base. Teleomorph unknown.

Characteristics cultural from the isolate LAMIC 0113/13: COLONIES on CMA, attaining 25 mm after 1 month at 25°C, cottony, white to olive brown. Reverse olive brown.

HOLOTYPE: **BRAZIL. PARÁ**, “Área de Proteção Ambiental Ilha do Combu”, 1°29'S, 48°25'W, on unidentified submerged leaves, 18 October 2010. Coll. J.S. Monteiro. HUEFS 196464 (holotype).

ETYMOLOGY: Latin, *ipisiloidea*, in reference to the Y-shaped of the microawns.

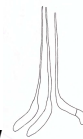
The delimitation of *Thozetella* species is primarily based on morphology of microawns that include variously shaped as L-shaped, sickle-shaped, uncinata, hamate, sigmoid and elliptic-fusiform (Silva & Grandi 2013). *Thozetella ipisiloidea* can be easily diagnosed by the presence of Y-shaped microawns, feature maintained in culture.





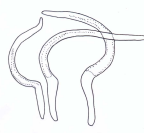


**Fig. 3.** *Thozetella ipsiloidea*. a. Conidioma sporodochial. b. General aspect of conidiophores. c. Conidia with setulae. d-i Microawns. Bars: a, 50  $\mu\text{m}$ ; b, 20  $\mu\text{m}$ ; c-i, 10  $\mu\text{m}$ .

**Key to *Thozetella* species**

- 1. Microawns predominantly L-shaped.....2
- 1'. Microawns not L-shaped or variously shaped.....5
- 2. Microawns 0–2 septate, 60–80  $\times$  3,5–4,5.....*T. acerosa*
- 2'. Microawns always aseptate.....3



3. Microawns up to 75  $\mu\text{m}$ .....*T. gigantea* 
- 3'. Microawns shorter than 75  $\mu\text{m}$ .....4
4. Apex undulating to geniculate, shorter than 75  $\mu\text{m}$ .....*T. nivea* 
- 4'. Apex straight to slightly undulating, 48-75  $\times$  3-5  $\mu\text{m}$ .....*T. boonjiensis* 
5. Microawns predominantly sickle-shaped, uncinata, hamate or otherwise strongly curved.....6
- 5'. Microawns predominantly straight, sigmoid or others shape.....11
6. Conidiomata predominantly synnematosus.....7
- 6'. Conidiomata predominantly sporodochial or like sporodochia.....9
7. Synnemata proliferating or not, conidiophores form ridges.....8
- 7'. Synnemata non-proliferating.....*T. radicata* 
8. Microawns smooth.....*T. cristata* 

8'. Microawns verruculose.....*T. buxifolia*



9. Sporodochia proliferating, microawns smooth or verrucose at the apex.....*T. queenslandica*



9'. Sporodochia non-proliferating.....10

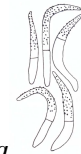
10. Microawns apex smooth, 40–100 (–110) × 2,5–4 μ.....*T. cubensis*



10'. Microawns with a serrated edge, 24–59 × 3–4,2 μ.....*T. serrata*



11. Conidiomata effuse.....*T. effusa*



11'. Conidiomata sporodochial or synnematosus.....12

12. Microawns verrucose.....13

12'. Microawns smooth.....16

13. Microawns capitate.....*T. capitata*



13'. Microawns not capitate.....14

14. Microawns Y-shaped.....*T. ipisiloidea*

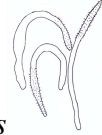


14'. Microawns sigmoid or otherwise .....15

15. Microawns  $32-37 \times 2.5-3$ .....*T. canadensis*



15'. Microawns  $22.4-35 \times 1.5-3.2$ .....*T. havanensis*



16. Microawns coronate, with 5–6 apical projections.....*T. coronata*

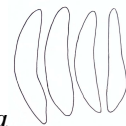


16'. Microawns without apical projections.....17

17. Microawns straight.....18

17'. Microawns curved, variously shaped.....19

18. Microawns elliptic-fusiform.....*T. submersa*



18'. Microawns inverted T-shaped.....*T. aculeata*



19. Microawns  $25-55 \times 2.5-5 \mu\text{m}$ , without bulbous base.....*T. pinicola*



19'. Microawns  $18-38 \times 1.5-4 \mu\text{m}$ , bulbous base.....*T. tocklaiensis*



## Discussion

Phylogenetic relationships for *Thozetella* had been proposed previously based on morphological and molecular data. Analyses of ITS region sequence reveal *Thozetella* related with the ascomycete family Chaetosphaeriaceae (Paulus *et al.*, 2004) and clustered with taxa from subgroups 1A and 1B proposed by Reblová & Winka (2000). These subgroups and *Thozetella* share the presence of conidia with terminal setulae, morphological characteristic that had been redefined the taxonomy of *Dictyochoeta*, *Codinaea* and similar genera (Reblová & Winka, 2000; Fernández *et al.*, 2006; Li *et al.*, 2012).

The phylogenies presented by Paulus *et al.* (2004) and Jeewon *et al.* (2009) suggests *Thozetella* species form monophyletic group, with two main sister clade recognized. However, the strict consensus tree presented by these authors and in this study (Fig. 1), shows different topologies for *T. queenslandica* and *T. falcata* into *Thozetella* group, with phylogenetic position not defined yet. Our analyses show that recognition of *T. ipisiloidea* as new species was supported by molecular data using ITS rDNA genes, presenting less interspecific distance value of 4,2% with *T. nivea* and monophyly of *Thozetella* was maintained with inclusion of this taxon (Fig. 1).

This study shows that clade including *T. acerosa* and *T. boonjiensis* has low bootstrap value and the intraspecific distance between the two taxa was 2,8-3,0%, near to 2,3-2,4% found by Paulus *et al.* (2004), which increased due the addition of new sequences (Fig. 1). Silva & Grandi (2013) proposed a synonymy between *T. boonjiensis* and *T. acerosa*, based on morphological studies of type specimens and the high bootstrap support obtained by Jeewon *et al.* (2009). These authors argue which these two species had microawns L-shaped to almost straight, with similar dimensions and conidiomata sporodochial or effuse. Paulus *et al.* (2004) used the presence of septation in microawns of *T. acerosa* (0–2 septa) to distinguish it of *T. boonjiensis*. Although this character vary with growth conditions. However, available molecular data for these two species (Paulus *et al.*, 2004), allow considering it as distinct species. With the additions of new sequences will be possible to perform a deeper analysis of the phylogenetic position of these species.

The species *T. cristata* and *T. falcata* clustered with high support in MP, ML and BI, and low genetic distance (1,4-1,6%) (Fig. 1). These species are similar to the type of conidiomata, microawn morphology and conidial dimensions, but *T. falcata* has longer microawns on natural substrate and in culture (Paulus *et al.*, 2004). The conidiomata of *T. cristata* has synchronous proliferation of conidiophores that form visible ridges, which

does not occur in *T. falcata* (Pirozynski & Hodges, 1973; Paulus *et al.*, 2004). Silva & Grandi (2013) found variations on conidiomata of several species of *Thozetella* and concluded that this character is not stable to differentiate species. Regarding the formation of edges, four species (*T. cristata*, *T. aculeata*, *T. buxifolia* and *T. queenslandica*) have this character (Allegrucci *et al.*, 2004; Paulus *et al.*, 2004; Silva & Grandi, 2011). Pirozynski & Hodges (1973) and Silva & Grandi (2013) suggest that morphological and ontogenetic studies are needed to understand this behavior. The genetic distance observed between *T. cristata* and *T. falcata* was low, indicating high genetic similarity. So based on the sequences available that evidenced that these taxa represent the same species, we propose the synonymy of these species.

*Thozetella cristata* Piroz. & Hodges, Canadian Journal of Botany 51: 168, 1973.  
= *Thozetella falcata* B.C. Paulus, Gadek & K.D. Hyde, Mycologia 96: 1078, 2004. Type: Australia, Queensland: Atherton Tablelands, Millaa Millaa, Brooke's Road, on decaying leaves of *Cryptocarya mackinnoniana* F.Muell., 28.V.2002, B.Paulus & I.G. Steer BP F715 (holotype: BRIP29193).

The analysis resulting of the maximum parsimony, maximum likelihood and Bayesian inference methods show that statistical support for most of the clades was weak, revealing ITS region is not the suitable molecular marker to infer relationship in the *Thozetella* clade, like showed by Paulus *et al.* (2004) and Jeewon *et al.* (2009).

The phylogeny of *Thozetella* is primarily based on ITS sequences, with scanty available data for other genes as LSU rDNA and  $\beta$ -tubulin (Jeewon *et al.* 2009). The inclusion of new sequences for ribosomal DNA and protein coding genes and analyses of different regions, are necessary to explain the phylogeny of this genus and the position in Chaetosphaeriaceae.

### **Acknowledgements**

We are grateful to “Programa de Pos-graduação em Biologia de Fungos” and to Coordination for the Improvement of Higher Education Personnel (CAPES) for the scholarship granted to the first author. This work was supported by The National Council for Scientific and Technological Development (CNPq) (Grant for LFP Gusmao, Proc. 305413/2011-2). We specially thank to technical and infrastructural support provided by the Mycology Laboratory of the “Universidade Estadual de Feira de Santana”.



#### **4.7. *DICTYOCHAETA SANTA-BARBARENSIS* SP. NOV. E NOVAS COMBINAÇÕES PARA *CODINAEA* E *DICTYOCHAETA*<sup>7</sup>**

**Resumo:** Durante investigação de fungos conidiais em material vegetal submerso em decomposição na Amazônia brasileira, uma nova espécie, *Dictyochaeta santa-barbarensis* foi encontrada. Caracteriza-se por conidióforos macronematosos, ramificados ao longo e no ápice, castanhos a castanho-claros em direção ao ápice, células conidiogênicas mono ou polifialídicas, arranjadas em grupos ao longo do conidióforo e conídios asseptados, levemente curvos, hialinos. Descrições, ilustrações e uma chave são fornecidas. A situação taxonômica de *Codinaea* e *Dictyochaeta* é discutida e novas combinações para espécies desses gêneros são propostas.

**Palavras-chave:** Anamorfo, *Chaetosphaeria*, Habitats aquáticos, Taxonomia

**Abstract:** During an investigation of conidial fungi on submerged plant debris from the Brazilian Amazon, Pará State, Brazil, one new species was found. *Dictyochaeta santa-barbarensis* sp. nov. is characterized by conidiophores macronematous, branched in the apex, brown and pale brown towards the apex, conidiogenous cells mono or polyphialidic, arranged in whorls along the conidiophore and falcate, aseptate, hyaline conidia. Descriptions, illustrations and key are provided. The taxonomical situation of *Codinaea* and *Dictyochaeta* is commented, and new combinations for species of these genera are proposed.

**Key words:** Anamorph, *Chaetosphaeria*, Freshwater habitats, Taxonomy

#### **Introdução**

A floresta Amazônica é a maior floresta tropical do mundo e compreende aproximadamente seis milhões de km<sup>2</sup> distribuídos por nove países da América do Sul. A diversidade de espécies presentes nessa floresta ainda não está totalmente estabelecida. Estimativa recente indica que aproximadamente 16 mil espécies de plantas ocorrem na Amazônia (Steege *et al.*, 2013). Para a Amazônia brasileira o número de espécies

---

<sup>7</sup> Trabalho a ser submetido para publicação como Monteiro, J.S., Silva, S.S., Castañeda Ruiz, R.F., Gusmão, L.F.P. 2014. *Dictyochaeta santa-barbarensis* sp. nov. e novas combinações para *Codinaea* e *Dictyochaeta*. *Mycological Progress*.

existentes ainda é subestimado, especialmente em relação aos fungos. Para os fungos conidiais os estudos são escassos e apenas duas áreas apresentam uma listagem preliminar de espécies: Floresta Nacional de Caxiuanã e Área de Proteção Ambiental Ilha do Combu, ambas no Estado do Pará (Castro *et al.*, 2011, 2012; Monteiro *et al.*, 2010, 2013). A diversidade de fungos conidiais que ocorrem em material vegetal submerso que se acumula nos pequenos riachos (igarapés) no interior da floresta é praticamente desconhecida. Recentemente, Monteiro & Gusmão (2013) descreveram duas espécies novas e dois novos registros para *Fusticeps* J. Webster & R.A. Davey ocorrendo em folhas em decomposição submersas em fragmentos florestais em Belém (Estado do Pará).

Espécies pertencentes à *Dictyochaeta* Speg. são comumente registradas atuando como decompositores de folheto terrestre e submerso (Whitton *et al.*, 2000; Seifert *et al.*, 2011). Durante investigação de fungos conidiais presente em material vegetal em decomposição submerso em três fragmentos florestais da Amazônia brasileira, um interessante fungo foi encontrado pertencendo ao gênero *Dictyochaeta*. As características observadas neste fungo não se encaixam na descrição das espécies conhecidas para o gênero e, portanto, é descrita como nova.

## **Material e métodos**

Expedições de coleta foram realizadas em três diferentes fragmentos florestais da floresta amazônica, na Região Metropolitana de Belém, Estado do Pará: Parque Ecológico de Gunma, Parque Estadual do Utinga e Área de Proteção Ambiental Ilha do Combu. Material vegetal submerso foi coletado em pequenos corpos d'água e acondicionado em sacos plásticos contendo folhas de papel filtro umedecidas. As amostras foram transportadas em container de poliestireno para a Universidade Estadual de Feira de Santana, Estado da Bahia. No laboratório, as amostras foram submetidas à técnica de lavagem em água corrente (Castañeda Ruiz 2005) e incubadas em placas de Petri com papel toalha umedecidos, em temperatura ambiente ( $25\text{ }^{\circ}\text{C} \pm 2^{\circ}\text{C}$ ). Após 72 horas, as amostras foram examinadas diariamente durante um período de 30 dias, com auxílio de um estereomicroscópio. Para a identificação das espécies foram preparadas lâminas permanentes contendo resina PVL (álcool polivinílico, ácido láctico e fenol). Para medições e imagens digitais utilizou-se o microscópio Olympus BX51 equipado com prismas de contraste de interferência diferencial (DIC) com câmera digital DP25 acoplada. Lâminas permanentes foram depositadas no Herbário HUEFS.

## Taxonomia

*Dictyochaeta santa-barbarensis* J.S. Monteiro, R.F. Castañeda & Gusmão, sp. nov. Fig. 1

MycoBank MB##

Diagnose: difere das outras espécies de *Dictyochaeta* por apresentar conidióforos com ramos férteis no ápice e fiálides laterais formadas unilateralmente, em grupos.

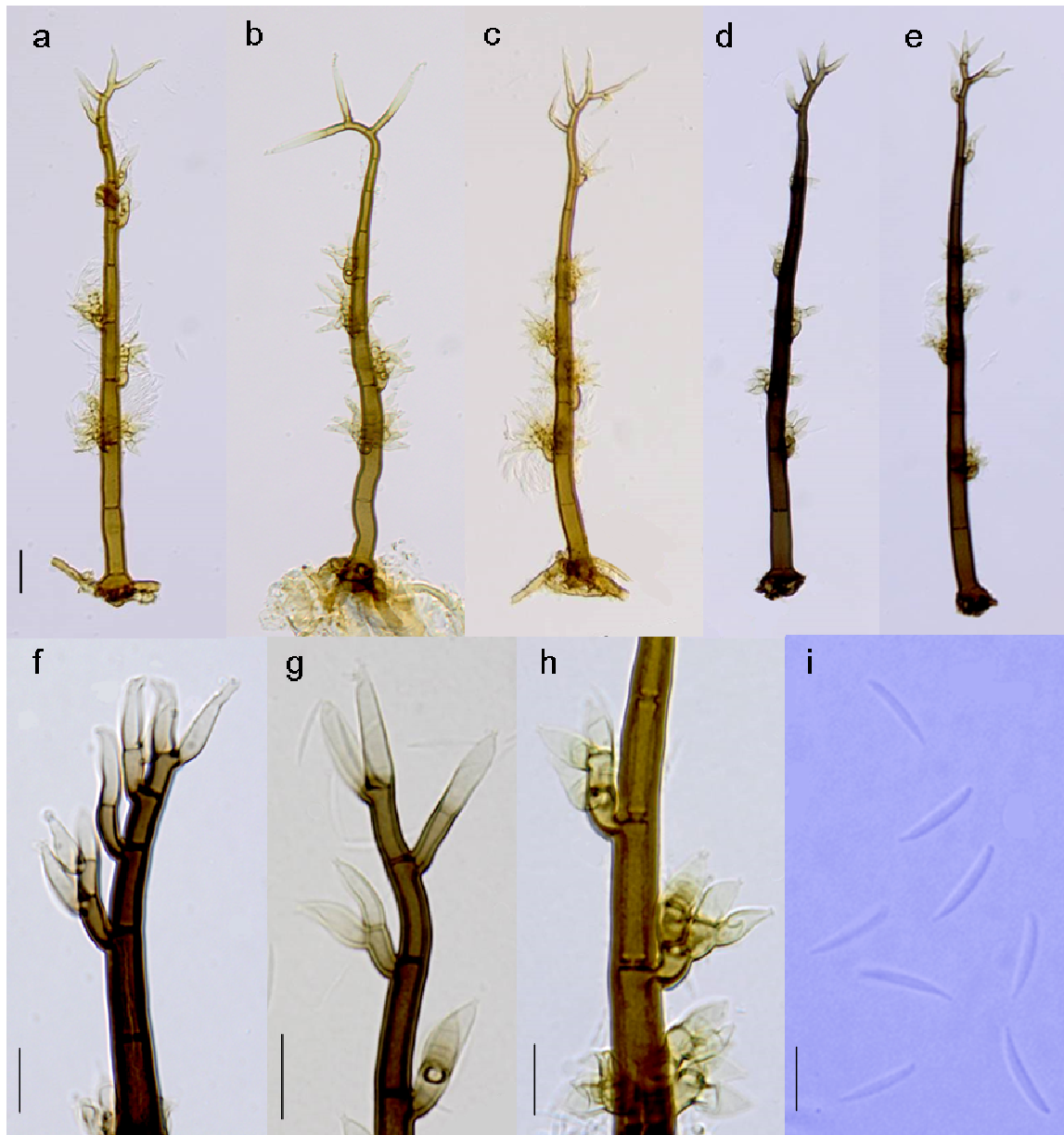
Etimologia: Latin, *santa-barbarensis*, referindo-se a localidade-tipo Santa Bárbara, Região Metropolitana de Belém, Pará.

COLÔNIAS no substrato natural efusas, pilosas, castanho-claras a castanhas. MICÉLIO parcialmente imerso no substrato. HIFAS septadas, ramificadas, lisas, castanho-claras a castanhas, 2–3 µm de diâmetro. CONIDIÓFOROS macronemáticos, mononemáticos, solitários, eretos, retos ou levemente flexuosos, ramificados, 8–12-septados, parede espessa, lisos, castanhos, mais claros em direção ao ápice, 145–387,5 µm, com uma base dilatada, 5–10 µm wide, e 4–5 µm de largura em direção ao ápice, que é sempre fértil. CÉLULAS CONIDIOGÊNICAS monofialídicas ou polifialídicas, com um colarete em forma de funil em cada abertura conidiogênica, integradas no ápice, castanho-claras, 12–17 × 2–3 µm, ou distintas, laterais, lageniformes, arranjadas em 3–5 grupos ao longo do estipe do conidióforo, próximo a um septo, liso, castanho-claro, 7–13 × 3–4 µm, formados em ramos, 1–2-septados, cilíndricos, lisas, castanho-oliváceas, 2–3 µm de largura, 0–4 ramos apicais, até 35 × 2,5–4 µm. SECESSÃO esquizolítica. CONÍDIOS enteroblásticos, levemente curvos, 0–1-septado, lisos, hialinos, 8–10 × 0,5–1 µm, acumulando em uma massa branca mucilaginosa. Teleomorfo desconhecido.

Tipo: **Brasil**, Pará: Parque Ecológico de Gunma, 1°13'S 48°17'W, sobre folha em decomposição submersa, 29/07/2012, Coll. J.S. Monteiro (Holótipo HUEFS 196439).

**Comentários:** *Dictyochaeta santa-barbarensis* apresenta fiálides laterais e produz conídios sem sétulas assim como as espécies *Dictyochaetopsis (Ds.) antillana* (R.F. Castañeda) Whitton, McKenzie & K.D. Hyde, *Ds. apicalis* (Berk. & M.A. Curtis) Aramb. & Cabello, *Ds. glauco-nigra* (Cooke & Ellis) Cabello & Aramb., *Ds. hamata* (Kuthub. & Nawawi) Whitton, McKenzie & K.D. Hyde e *Ds. maharashtrensis* (Piroz. & S.D. Patil) Cabello & Aramb. Entretanto, *D. santa-barbarensis* apresenta conídios menores e 0–1-septados que a distingue de *Ds. apicalis* (16,2 × 1,8–2,3 µm), *Ds. hamata* (30–45 × 1–1,5 µm), *Ds. antillana* (11–15 × 1–1,5 µm) e *Ds. glauconigra* (8,8–17,5 × 1,5–2 µm). Além disso, *Ds. apicalis* e *Ds. hamata* possuem conídios 2–3-septados, enquanto que em *Ds. antillana* e

*Ds. glauconigra* os conídios são 0 e 1-septado, respectivamente (Hughes & Kendrick, 1968; Castañeda Ruiz, 1988; Kuthubutheen & Nawawi, 1990). Apenas *Ds. maharashtrensis* apresenta conídios com medidas similares a *D. santa-barbarensis* ( $8-12 \times 1,5-2 \mu\text{m}$  vs.  $8-10 \times 0,5-1 \mu\text{m}$ , respectivamente), contudo os conídios da primeira são 0-septados e cilíndricos (Arambarri & Cabello, 1990). *Dictyochaeta santa-barbarensis* apresenta o ápice fértil, característica não observada nas espécies citadas acima.



**Fig. 1.** *Dictyochaeta santa-barbarensis*. a-e. aspecto geral dos conidióforos, f-g. detalhes das células conidiogênicas fialídicas no ápice e laterais dos conidióforos, h. grupos de células conidiogênicas ao longo do conidióforo, i. conídios. Barras: a-e = 20  $\mu\text{m}$ , f-h = 10  $\mu\text{m}$ , i = 20  $\mu\text{m}$ .

**Chave para espécies de *Codinaea* e *Dictyochaeta* com fiálides laterais**

1. Conídios com sétulas.....	<i>Codinaea</i> (2)
1'. Conídios sem sétulas.....	<i>Dictyochaeta</i> (11)
2. Sétulas bífidas em cada extremidade.....	<i>C. elegantissima</i>
2'. Sétulas simples em cada extremidade.....	3
3. Conídios 1-septo.....	<i>Codinaea</i> anam. <i>Chaetosphaeria dingleyae</i>
3'. Conídios asseptados.....	4
4. Sétula ondulada na extremidade apical.....	<i>C. brasiliensis</i>
4'. Sétulas filiformes em cada extremidade.....	5
5. Fiálides laterais formando grupos que circundam o conidióforo.....	6
5'. Fiálides laterais não formando grupos que circundam o conidióforo.....	7
6. Conidióforos com ramos setosos e nodosos.....	<i>C. gonytrichoides</i>
6'. Conidióforos com ramos setosos, aciculares e verticilados.....	<i>C. polysetosa</i>
7. Fiálides laterais formadas em células bulbosas.....	<i>C. pahangensis</i>
7'. Fiálides laterais não formadas em células bulbosas.....	8
8. Conidióforos com longos ramos laterais estéreis.....	<i>C. filamentosa</i>
8'. Conidióforos sem longos ramos laterais estéreis.....	9
9. Células conidiogênicas polifialídicas.....	<i>C. menisporoides</i>
9'. Células conidiogênicas monofialídicas.....	10
10. Conídios 16,5 –18 × 3,5–4,5 µm.....	<i>C. intermedia</i>
10'. Conídios 9,5 –11 × 2–2,5 µm.....	<i>C. sinensis</i>
11. Conídios septados.....	12
11'. Conídios asseptados.....	15
12. Conídios 1-septo.....	13
12'. Conídios com mais de 1-septo.....	14
13. Conidióforos sem ramificações apicais.....	<i>D. glauconigra</i>
13'. Conidióforos com até 4 ramificações apicais.....	<i>D. santa-barbarensis</i>
14. Conídios 2–3-septos, falcados.....	<i>D. apicalis</i>
14'. Conídios 3-septos, curvados.....	<i>D. hamata</i>
15. Setas com ápice estéril, conídios acerosos.....	<i>D. antillana</i>
15'. Setas com ápice fértil, conídios cilíndricos.....	<i>D. maharashtrensis</i>

## Discussão

*Codinaea* Maire e *Dictyochaeta* Speg. são gêneros anamórficos que produzem estruturas reprodutivas similares, sendo classificados artificialmente como hifomicetos (Seifert *et al.*, 2011). Estudos morfológicos e filogenéticos têm relacionado estes gêneros aos teleomorfos *Chaetosphaeria* Tul. & C. Tul. e *Striatosphaeria* Samuels & E. Müll., membros de Chaetosphaeriaceae, Ascomycota (Reblová & Winka, 2000).

Atualmente 13 gêneros de anamorfos estão associados à *Chaetosphaeria* incluindo: *Cacumisporium* Preuss, *Catenularia* Grove, *Chloridium* Link: Fr., *Codinaea* Maire, *Cryptophiale* Piroz., *Dictyochaeta* Speg., *Exserticlava* S. Hughes, *Fusichalara* S. Hughes & Nag Raj, *Gonytrichum* C.G. Nees & F. Nees, *Menispora* Pers.: Fr., *Phaeostalagmus* W. Gams, *Phialophora* Medlar e *Zanclospora* S. Hughes & W.B. Kendr. (Reblová, 2004). Os gêneros polifiléticos *Chalara* (Corda) Rabenh. e *Cylindrotrichum* Bonord. apresentam alguns teleomorfos em *Chaetosphaeria* (Paulin & Harrington, 2000; Reblová, 2004).

*Dictyochaeta* foi proposto por Spegazzini (1923), com *D. fuegiana* Speg. como espécie-tipo, ocorrendo sobre folhas em decomposição de *Nothofagus betuloides* (Mirb.) Oerst. no Chile. Posteriormente, Maire (1937) descreveu *Codinaea*, tipificado por *C. aristata* Maire, sobre madeira apodrecida de *Rubus* sp. na Espanha. Hughes & Kendrick (1968) redefiniram *Codinaea* e descreveram 17 espécies ocorrendo sobre diferentes substratos vegetais na Nova Zelândia, incluindo nove espécies novas, quatro espécies relacionadas ao teleomorfo *Chaetosphaeria* e três combinações. Nos anos seguintes várias espécies foram acrescentadas a *Codinaea* por Pirozynski & Patil (1970), Matsushima (1971, 1975), Shearer & Crane (1971), Sutton & Hodges (1975), Ellis (1976), Gams & Holubová-Jechová (1976) e Morgan-Jones & Ingram (1976). Morgan-Jones (1976) propôs *Codinaeopsis* Morgan-Jones (espécie-tipo *Cs. gonytrichoides* Morgan-Jones) para redispôr *C. gonytrichoides* Shearer & J.L. Crane que apresentava as células conidiogênicas formadas terminalmente e lateralmente em hifas que circundavam a estipe do conidióforo (formando um colar) como em *Gonytrichum* C.G. & F. Nees ex Leman.

O material-tipo de *Dictyochaeta fuegiana* foi reexaminado por Hughes & Kendrick (1968) e Godeas *et al.* (1977) que forneceram breves descrições e comentários sobre esta espécie. No entanto, Gamundí *et al.* (1977) descreveram *D. fuegiana* sobre folhas de *Nothofagus dombeyi* (Mirb.) Oerst. na Argentina, e propuseram que *Dictyochaeta*, por se tratar de um nome mais antigo, deveria ter prioridade sobre *Codinaea*. Esta proposição foi aceita pela maioria dos micologistas e resultou em mudanças no tratamento taxonômico destes gêneros. Apesar disso, novas espécies continuaram sendo incluídas em *Codinaea* e

outras em *Dictyochaeta* (Reddy & Reddy, 1978; Samuels & Müller, 1978a; Sutton, 1980; Hewings & Crane, 1981; Matsushima, 1981, 1987; Toyazaki & Udagawa, 1981; Kirk, 1982; Lunghini *et al.*, 1982; Morgan-Jones, 1982; Romero, 1983; Holubová-Jechová, 1984, 1988; Maggi & Persiani, 1984; Bhat & Sutton, 1985; Castañeda Ruiz, 1986, 1988; Holubová-Jechová & Mercado Sierra, 1986; Arambarri *et al.*, 1987b; Kuthubutheen, 1987a,b; Carris & Glowe, 1988).

Arambarri & Cabello (1989) realizaram um estudo para determinar as similaridades morfológicas entre 114 espécies de hifomicetos com conidiogênese fialídica, a partir de uma análise de agrupamento. Este estudo mostrou que as espécies de *Dictyochaeta* se agrupavam, com exceção das espécies com fiálides laterais. Estas conclusões justificaram a transferência de 21 espécies de *Codinaea* para *Dictyochaeta*. Arambarri & Cabello (1990) erigiram *Dictyochaetopsis* Aramb. & Cabello para acomodar oito espécies de *Codinaea* que apresentavam fiálides laterais. Posteriormente, novas espécies foram descritas (Castañeda Ruiz & Kendrick 1990a,b; Kuthubutheen & Nawawi, 1990; Patil *et al.*, 1991). Apesar das considerações taxonômicas apresentadas por Arambarri & Cabello (1989), Kuthubutheen & Nawawi (1991e) publicaram uma chave taxonômica para todas as espécies em *Codinaea* e *Dictyochaeta*, enfatizando que transferências em massa de espécies de *Codinaea* para *Dictyochaeta* e a reavaliação genérica dos mesmos deveriam ser feitas baseado em estudos que incluíssem dados dos teleomorfos, e não apenas características dos anamorfos. Seguindo as proposições taxonômicas estabelecidas novas espécies em *Dictyochaeta* foram publicadas (Kuthubutheen & Nawawi, 1991a,b,c,d; Bhat & Kendrick, 1993; Hernández-Gutiérrez & Mena, 1996; Castañeda Ruiz *et al.*, 1998; Goh & Hyde, 1999).

Whitton *et al.* (2000) finalizaram a série de transferências das espécies em *Codinaea* para *Dictyochaeta* e *Dictyochaetopsis*, incluindo as espécies anteriormente sinonimizadas por Arambarri & Cabello (1989) que foram invalidadas por não apresentarem a referência do basônimo (Artigo 33.2 do Código Internacional de Nomenclatura Botânica). Além da descrição de novos táxons, uma chave para todas as espécies de *Dictyochaeta* não incluídas ou descritas após o trabalho de Kuthubutheen & Nawawi (1991e) e para *Dictyochaetopsis* foram apresentadas (Whitton *et al.* 2000).

Na década de 2000, novas espécies foram acrescentadas a *Dictyochaeta* (Kirschner & Chen, 2002; Cai *et al.*, 2004; Cruz *et al.*, 2009; Rambelli *et al.*, 2009) e *Dictyochaetopsis* (Calduch *et al.*, 2002; Castañeda Ruiz *et al.*, 2008), assim como dados moleculares tornaram-se disponíveis para a sistemática destes gêneros (Reblová 2000;

Reblová & Winka, 2000; Fernández *et al.*, 2006). Li *et al.* (2012) seguindo as proposições filogenéticas apresentadas por Reblová & Winka (2000), descreveram *C. sinensis* D.W. Li, W.B. Kendr & J. Chen, sugerindo que futuros estudos morfológicos e moleculares seriam necessários para resolver as questões taxonômicas em *Dictyochaeta* e *Codinaea*. Silva & Gusmão (2013), seguindo as considerações taxonômicas e filogenéticas apresentadas por Seifert *et al.* (2011), descreveram *D. aciculata* S.S. Silva & Gusmão em substrato vegetal submerso, no Brasil.

Filogeneticamente, *Codinaea* e *Dictyochaeta* estão relacionados à *Chaetosphaeria* Tul. & C. Tul. (Chaetosphaeriaceae), um gênero amplamente distribuído que compreende 46 espécies aceitas caracterizadas por peritécios globosos, que colonizam folhas, galhos e cascas (Reblová, 2004). Estudos sistemáticos nesse gênero são baseados principalmente nos caracteres dos anamorfos associados, visto que os teleomorfos em *Chaetosphaeria* apresentam certa homogeneidade que torna difícil a determinação de espécies usando apenas as formas sexuais (Gams & Holubová-Jechová, 1976; Reblová & Winka, 2000).

Um estudo de *Chaetosphaeria sensu stricto* baseado em sequências de LSU rDNA, incluindo oito gêneros anamórficos, resultou no reconhecimento de dois clados grandes subdivididos em dois subclados (Reblová & Winka, 2000). Reblová (2000) reconheceu estes clados como grupos naturais dentro de *Chaetosphaeria* e os nomeou segundo o anamorfo associado: *Menispora*, *Chloridium*, seção Gongromeriza (*Chloridium*) e *Kylindria*. Estes quatro grupos se diferenciam quanto à estrutura das fiálides, presença ou ausência de fiálides laterais no conidióforo, forma dos conídios e presença ou ausência de sétulas (Reblová, 2000). Reblová (2000) a partir de estudos morfológicos, culturais e moleculares, sugeriu que *Codinaea* incluísse espécies cujos conídios apresentassem sétulas, enquanto *Dictyochaeta* compreenderia as espécies com conídios sem sétulas.

Os estudos moleculares de Reblová (2000), Reblová & Winka (2000) e Fernández *et al.* (2006) justificam a atual situação taxonômica dos gêneros *Codinaea*, *Dictyochaeta* e *Dictyochaetopsis*. Seifert *et al.* (2011) concordaram com as propostas filogenéticas apresentadas e aceitaram apenas *Codinaea* e *Dictyochaeta* como gêneros válidos, separados quanto à presença ou ausência de sétulas, respectivamente. A presença de fiálides laterais em *Dictyochaetopsis* não justifica a manutenção deste gênero, pois representa um caráter polifilético (Reblová & Winka, 2000). Assim apresentamos uma listagem com novas combinações em *Codinaea* e redefinimos as espécies anteriormente combinadas em *Dictyochaeta* e *Dictyochaetopsis*, com intuito de auxiliar futuros estudos taxonômicos e filogenéticos nesses gêneros.



### **Espécies aceitas e novas combinações em *Codinaea***

*Codinaea aliformis* (Kuthub. & Nawawi) J.S. Monteiro, S.S. Silva & Gusmão comb. nov.  
≡ *Dictyochaeta aliformis* Kuthub. & Nawawi, Mycol. Res. 95(1): 104 (1991).

*Codinaea apiculata* Matsush., Icon. Microfung. Matsush. Lect. (Kobe) 36 (1975).  
≡ *Dictyochaeta apiculata* (Matsush.) Whitton, McKenzie & K.D. Hyde, Fungal Diversity 4: 136 (2000).

*Codinaea aristata* Maire, Publ. Inst. Bot. Barcelona 3: 15 (1937).  
≡ *Dictyochaeta aristata* (Maire) Whitton, McKenzie & K.D. Hyde, Fungal Diversity 4: 136 (2000).

*Codinaea assamica* (Agnihotr.) S. Hughes & W.B. Kendr., New Zealand Journal of Botany 6: 334 (1968).

≡ *Menispora assamica* Agnihotr., Proc. Indian Acad. Sci. 56: 99 (1962).

= *Dictyochaeta assamica* (Agnihotr.) Whitton, McKenzie & K.D. Hyde, Fungal Diversity 4: 136 (2000).

*Codinaea australiensis* B. Sutton, Proc. R. Soc. Qd. 91: 14 (1980).

≡ *Dictyochaeta australiensis* (B. Sutton) Whitton, McKenzie & K.D. Hyde, Fungal Diversity 4: 137 (2000).

*Codinaea brasiliensis* (M. Calduch, Gené, Stchigel & Guarro) J.S. Monteiro, S.S. Silva & Gusmão comb. nov.

≡ *Dictyochaetopsis brasiliensis* M. Calduch, Gené, Stchigel & Guarro, Mycologia 94: 1071 (2002).

*Codinaea brevisetula* S. Hughes & W.B. Kendr., New Zealand Journal of Botany 6: 338 (1968).

≡ *Dictyochaeta brevisetula* (S. Hughes & W.B. Kendr.) Whitton, McKenzie & K.D. Hyde, Fungal Diversity 4: 137 (2000).

*Codinaea britannica* M.B. Ellis, More Dematiaceous Hyphomycetes (Kew) (472): 1976 (1976).

= *Menispora britannica* (M.B. Ellis) P.M. Kirk, Mycotaxon 23: 334 (1985).

= *Dictyochaeta britannica* (M.B. Ellis) Whitton, McKenzie & K.D. Hyde, Fungal Diversity 4: 137 (2000).

*Codinaea caatingae* (A.C. Cruz & Gusmão) J.S. Monteiro, S.S. Silva & Gusmão comb. nov.

≡ *Dictyochaeta caatingae* A.C. Cruz & Gusmão, Mycotaxon 106: 16 (2009).

*Codinaea ciliata* (Onofri & Rambelli) J.S. Monteiro, S.S. Silva & Gusmão comb. nov.

≡ *Xenokylindria ciliata* Onofri & Rambelli, Transactions of the British Mycological Society 88 (3): 397 (1987).

= *Dictyochaeta ciliata* (Onofri & Rambelli) Bhat & W.B. Kendr., Mycotaxon 49: 43 (1993).

*Codinaea coffeae* Maggi & Persiani, Mycotaxon 20(2): 251 (1984).

≡ *Dictyochaeta coffeae* (Maggi & Persiani) Whitton, McKenzie & K.D. Hyde, Fungal Diversity 4: 137 (2000).

*Codinaea daphnioides* (Kuthub. & Nawawi) J.S. Monteiro, S.S. Silva & Gusmão comb. nov.

≡ *Dictyochaeta daphnioides* Kuthub. & Nawawi, Mycol. Res. 95(1): 105 (1991).

*Codinaea dendroidea* (Kuthub.) J.S. Monteiro, S.S. Silva & Gusmão comb. nov.

≡ *Dictyochaeta dendroidea* Kuthub., Trans. Br. mycol. Soc. 89(3): 411 (1987).

*Codinaea elegantissima* Lunghini, Mycotaxon 14: 116 (1982).

≡ *Dictyochaetopsis elegantissima* (Lunghini), Aramb. & Cabello, Mycotaxon 38: 12 (1990).

*Codinaea eucalypti* B. Sutton & Hodges, Nova Hedwigia 26(2-3): 517 (1975).

≡ *Dictyochaeta eucalypti* (B. Sutton & Hodges) Whitton, McKenzie & K.D. Hyde, Fungal Diversity 4: 137 (2000).

*Codinaea fertilis* S. Hughes & W.B. Kendr., N.Z. J Bot. 6: 347 (1968).

≡ *Dictyochaeta fertilis* (S. Hughes & W.B. Kendr.) Hol.-Jech., Folia geobot. phytotax. 19(4): 426 (1984).

*Codinaea filamentosa* Onofri, Mycotaxon 14: 120 (1982).

≡ *Dictyochaetopsis filamentosa* (Onofri) Aramb. & Cabello, Mycotaxon 38: 12 (1990).

*Codinaea fimbriasporea* (Whitton, McKenzie & K.D. Hyde) J.S. Monteiro, S.S. Silva & Gusmão comb. nov.

≡ *Dictyochaeta fimbriasporea* Whitton, McKenzie & K.D. Hyde, Fungal Diversity 4: 138 (2000).

*Codinaea gamundiae* (Aramb. & Cabello) J.S. Monteiro, S.S. Silva & Gusmão comb. nov.

≡ *Dictyochaeta gamundiae* Aramb. & Cabello, Mycotaxon 29: 29 (1987).

*Codinaea gonytrichoides* Shearer & J.L. Crane, Mycologia 63: 245 (1971).

= *Codinaeopsis gonytrichoides* (Shearer & J.L. Crane) Morgan-Jones, Mycotaxon 4: 167 (1976).

= *Dictyochaeta gonytrichoides* (Shearer & J.L. Crane) Kuthub. & Nawawi, Mycological Research 94: 845 (1990).

= *Dictyochaetopsis gonytrichoides* (Shearer & J.L. Crane) Whitton, McKenzie & K.D. Hyde, Fungal Diversity 4: 156 (2000).

*Codinaea gyrosetula* (Kuthub., Nawawi & G.M. Liew) J.S. Monteiro, S.S. Silva & Gusmão comb. nov.

≡ *Dictyochaeta gyrosetula* Kuthub., Nawawi & G.M. Liew, Mycol. Res. 95(10): 1211 (1991).

*Codinaea illinoensis* Hewings & J.L. Crane, Mycotaxon 13(2): 419 (1981).

≡ *Dictyochaeta illinoensis* (Hewings & J.L. Crane) Whitton, McKenzie & K.D. Hyde, Fungal Diversity 4: 140 (2000).

*Codinaea intermedia* Rambelli, Mycotaxon 14: 118 (1982).

≡ *Dictyochaetopsis intermedia* (Rambelli) Aramb. & Cabello, Mycotaxon 38: 12 (1990).

*Codinaea longisporea* S. Hughes & W.B. Kendr., N.Z. J Bot. 6: 349 (1968)

≡ *Dictyochaeta longisporea* (S. Hughes & W.B. Kendr.) Whitton, McKenzie & K.D. Hyde, Fungal Diversity 4: 140 (2000).

*Codinaea macrosporea* (Kuthub. & Nawawi) J.S. Monteiro, S.S. Silva & Gusmão comb. nov.

≡ *Dictyochaeta macrosporea* Kuthub. & Nawawi, Mycol. Res. 95(2): 248 (1991).

*Codinaea malaysiana* (Kuthub.) J.S. Monteiro, S.S. Silva & Gusmão comb. nov.

≡ *Dictyochaeta malaysiana* Kuthub., Trans. Br. mycol. Soc. 89(3): 356 (1987).

*Codinaea matsushimae* Hewings & J.L. Crane, Mycotaxon 13(2): 423 (1981).

≡ *Dictyochaeta matsushimae* (Hewings & J.L. Crane) Whitton, McKenzie & K.D. Hyde, Fungal Diversity 4: 140 (2000).

*Codinaea menisporoides* (Hol.-Jech.) J.S. Monteiro, S.S. Silva & Gusmão comb. nov.

≡ *Dictyochaeta menisporoides* Hol.-Jech., Folia Geobot. Phytotax. 19: 430 (1984).  
= *Dictyochaetopsis menisporoides* (Hol.-Jech.) Aramb. & Cabello, Mycotaxon 38: 13 (1990).

*Codinaea multifimbriata* (R. Kirschner & Chee J. Chen) J.S. Monteiro, S.S. Silva & Gusmão comb. nov.

≡ *Dictyochaeta multifimbriata* R. Kirschner & Chee J. Chen, Mycological Progress 1(3): 287 (2002).

*Codinaea multisetula* (Whitton, McKenzie & K.D. Hyde) J.S. Monteiro, S.S. Silva & Gusmão comb. nov.

≡ *Dictyochaeta multisetula* Whitton, McKenzie & K.D. Hyde, Fungal Diversity 4: 143 (2000).

*Codinaea novae-guineensis* Matsush., Microfungi of the Solomon Islands and Papua-New Guinea (Osaka): 14 (1971)

≡ *Dictyochaeta novae-guineensis* (Matsush.) A.I. Romero, Boln Soc. argent. Bot. 22(1-4): 76 (1983).

*Codinaea obesispora* S. Hughes & W.B. Kendr., New Zealand Journal of Botany 6: 351 (1968).

≡ *Dictyochaeta obesispora* (S. Hughes & W.B. Kendr.) Whitton, McKenzie & K.D. Hyde, Fungal Diversity 4: 145 (2000).

*Codinaea pahangensis* (Kuthub. & Nawawi) J.S. Monteiro, S.S. Silva & Gusmão comb. nov.

≡ *Dictyochaeta pahangensis* Kuthub. & Nawawi, Mycological Research 94: 841 (1990).

= *Dictyochaetopsis pahangensis* (Kuthub. & Nawawi) Whitton, McKenzie & K.D. Hyde, Fungal Diversity 4: 156 (2000).

*Codinaea pakhalensis* S.M. Reddy & S.S. Reddy, Sydowia 30: 186 (1978).

≡ *Dictyochaeta pakhalensis* (S.M. Reddy & S.S. Reddy) Whitton, McKenzie & K.D. Hyde, Fungal Diversity 4: 145 (2000).

*Codinaea parva* S. Hughes & W.B. Kendr., New Zealand Journal of Botany 6: 354 (1968).

*Codinaea plovercovensis* (Goh & K.D. Hyde) J.S. Monteiro, S.S. Silva & Gusmão comb. nov.

≡ *Dictyochaeta plovercovensis* Goh & K.D. Hyde, Fungal Diversity 3: 69 (1999).

*Codinaea pluriguttulata* (Kuthub. & Nawawi) J.S. Monteiro, S.S. Silva & Gusmão comb. nov.

≡ *Dictyochaeta pluriguttulata* Kuthub. & Nawawi, Mycol. Res. 95(10): 1212 (1991).

*Codinaea polysetosa* (R.F. Castañeda, Gusmão, Guarro & Saikawa) J.S. Monteiro, S.S. Silva & Gusmão comb. nov.

≡ *Dictyochaetopsis polysetosa* R.F. Castañeda, Gusmão, Guarro & Saikawa, Mycotaxon 103: 2 (2008).

*Codinaea ramulosestula* (Kuthub.) J.S. Monteiro, S.S. Silva & Gusmão comb. nov.

≡ *Dictyochaeta ramulosestula* Kuthub., Trans. Br. mycol. Soc. 89(3): 353 (1987).

*Codinaea renispora* (Whitton, McKenzie & K.D. Hyde) J.S. Monteiro, S.S. Silva & Gusmão comb. nov.

≡ *Dictyochaeta renispora* Whitton, McKenzie & K.D. Hyde, Fungal Diversity 4: 146 (2000).

*Codinaea septata* B. Sutton & Hodges, Nova Hedwigia 26: 520 (1975).

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

*Codinaea simplex* S. Hughes & W.B. Kendr., New Zealand Journal of Botany 6: 362 (1968).

≡ *Dictyochaeta simplex* (S. Hughes & W.B. Kendr.) Hol.-Jech., Folia Geobotanica et Phytotaxonomica 19: 387 (1984).

*Codinaea sinensis* D.W. Li, W.B. Kendr. & Jingyuan Chen, Mycological Progress 11(4): 900 (2012).

*Codinaea taiwanensis* (Matsush.) J.S. Monteiro, S.S. Silva & Gusmão comb. nov.

≡ *Dictyochaeta taiwanensis* Matsush., Matsush. Mycol. Mem. 5: 12 (1987).

*Codinaea tilikfrei* (Bhat & B. Sutton) J.S. Monteiro, S.S. Silva & Gusmão comb. nov.

≡ *Dictyochaeta tilikfrei* Bhat & B. Sutton, Trans. Br. mycol. Soc. 84(4): 725 (1985).

*Codinaea tortuosa* B. Sutton, Proceedings of the Royal Society of Queensland 91: 16 (1980).

≡ *Dictyochaeta tortuosa* (B. Sutton) Whitton, McKenzie & K.D. Hyde, Fungal Diversity 4: 150 (2000).

*Codinaea triseptata* Matsush., Matsush. Mycol. Mem. 2: 4 (1981)

≡ *Dictyochaeta triseptata* (Matsush.) R.F. Castañeda, Fungi Cubense (La Habana): 8 (1986).

*Codinaea tropicalis* (Bhat & W.B. Kendr.) J.S. Monteiro, S.S. Silva & Gusmão comb. nov.

≡ *Dictyochaeta tropicalis* Bhat & W.B. Kendr., Mycotaxon 49: 45 (1993).

*Codinaea tumidospora* (Kuthub. & Nawawi) J.S. Monteiro, S.S. Silva & Gusmão comb. nov.

≡ *Dictyochaeta tumidospora* Kuthub. & Nawawi, Mycol. Res. 95(1): 106 (1991).

*Codinaea unisetula* Morgan-Jones & E.G. Ingram, Mycotaxon 4: 507 (1976).

≡ *Dictyochaeta unisetula* (Morgan-Jones & E.G. Ingram) Whitton, McKenzie & K.D. Hyde, Fungal Diversity 4: 150 (2000).

*Codinaea variabilis* (Kuthub. & Nawawi) J.S. Monteiro, S.S. Silva & Gusmão comb. nov.

≡ *Dictyochaeta variabilis* Kuthub. & Nawawi, Mycol. Res. 95(10): 1216 (1991).

*Codinaea vittata* (Kuthub. & Nawawi) J.S. Monteiro, S.S. Silva & Gusmão comb. nov.

≡ *Dictyochaeta vittata* Kuthub. & Nawawi, Mycol. Res. 95(10): 1217 (1991).

*Codinaea vulgaris* S. Hughes & W.B. Kendr., New Zealand Journal of Botany 6: 367 (1968).

≡ *Dictyochaeta vulgaris* (S. Hughes & W.B. Kendr.) Whitton, McKenzie & K.D. Hyde, Fungal Diversity 4: 151 (2000).

*Codinaea zapatensis* (R.F. Castañeda & W.B. Kendr.) J.S. Monteiro, S.S. Silva & Gusmão comb. nov.

≡ *Dictyochaeta zapatensis* R.F. Castañeda & W.B. Kendr., Univ. Waterloo Biol. Ser. 33: 18 (1990).

### **Espécies aceitas e novas combinações em *Dictyochaeta***

*Dictyochaeta abnormis* Hol.-Jech., Folia geobot. phytotax. 19(4): 423 (1984).

*Dictyochaeta aciculata* S.S. Silva & Gusmão, Mycosphere 4(4): 701-705 (2013).

*Dictyochaeta antillana* R.F. Castañeda, Fungi Cubenses 3:7 (1988).

≡ *Dictyochaetopsis antillana* (R.F. Castañeda) Whitton, McKenzie & K.D. Hyde, Fungal Diversity 4: 153 (2000).

*Dictyochaeta apicalis* (Berk. & M.A. Curtis) J.S. Monteiro, S.S. Silva & Gusmão comb. nov.

≡ *Menispora apicalis* Berk. & M.A. Curtis, Grevillea 3: 146 (1875).

= *Codinaea apicalis* (Berk. & M.A. Curtis) S. Hughes & W.B. Kendr., New Zealand Journal of Botany 6: 332 (1968).

= *Dictyochaetopsis apicalis* (Berk. & M.A. Curtis) Aramb. & Cabello, Mycotaxon 38: 12 (1990).

*Dictyochaeta botulispora* (S. Hughes & W.B. Kendr.) Whitton, McKenzie & K.D. Hyde, Fungal Diversity 4: 137 (2000).

≡ *Codinaea botulispora* S. Hughes & W.B. Kendr., New Zealand Journal of Botany 6: 335 (1968).

*Dictyochaeta circei* Tempesta & Rambelli, Flora Mediterranea 19: 269 (2009).

*Dictyochaeta clavulata* (Hol.-Jech.) Hol.-Jech., Folia geobot. phytotax. 19(4): 425 (1984).

≡ *Codinaea clavulata* Hol.-Jech., in Gams & Holubová-Jechová, Stud. Mycol. 13: 55 (1976).

*Dictyochaeta curvispora* L. Cai, McKenzie & K.D. Hyde, Nova Hedwigia 78(3-4): 441 (2004).

*Dictyochaeta cylindrospora* (Morgan-Jones & E.G. Ingram) Whitton, McKenzie & K.D. Hyde, Fungal Diversity 4: 137 (2000).

≡ *Codinaea cylindrospora* Morgan-Jones & E.G. Ingram, Mycotaxon 4(2): 504 (1976).

*Dictyochaeta dimorpha* (Toyaz. & Udagawa) Whitton, McKenzie & K.D. Hyde, Fungal Diversity 4: 137 (2000).

≡ *Codinaea dimorpha* Toyaz. & Udagawa, Mycotaxon 13(3): 451 (1981).

*Dictyochaeta falcatispora* (M.S. Patil, U.S. Yadav & S.D. Patil) Whitton, McKenzie & K.D. Hyde, Fungal Diversity 4: 137 (2000).

≡ *Codinaea falcatispora* M.S. Patil, U.S. Yadav & S.D. Patil, Indian Phytopath. 44(3): 308 (1991).

*Dictyochaeta fruticola* (M.S. Patil, Yadav & S.D. Patil) Whitton, McKenzie & K.D. Hyde, Fungal Diversity 4: 140 (2000).

≡ *Codinaea fruticola* M.S. Patil, Yadav & S.D. Patil, Indian Phytopathology 44: 309 (1991).

*Dictyochaeta fuegiana* Speg., Physis, Rev. Soc. Arg. Cienc. Nat. 7: 18 (1923).

*Dictyochaeta glauconigra* (Cooke & Ellis) J.S. Monteiro, S.S. Silva & Gusmão comb. nov.

≡ *Menispora glauco-nigra* Cooke & Ellis, Grevillea 7: 39 (1878).

= *Menispora fairmanae* Sacc., Ann. Mycol. 10: 314 (1912).

= *Codinaea glauco-nigra* (Cooke & Ellis) S. Hughes & W.B. Kendr., New Zealand Journal of Botany 6: 349 (1968).

= *Dictyochaetopsis glauconigra* (Cooke & Ellis) Cabello & Aramb., Mycotaxon 38: 12 (1990).

*Dictyochaeta guadalcanalensis* (Matsush.) Kuthub. & Nawawi, Mycol. Res. 95(10): 1220 (1991).

≡ *Phialogeniculata guadalcanalensis* Matsush., in Kabayasi et al., Bull. natn. Sci. Mus., Tokyo 14(3): 472 (1971).

- Dictyochaeta hamata* Kuthub. & Nawawi, Mycological Research 94: 840 (1990).  
≡ *Dictyochaetopsis hamata* (Kuthub. & Nawawi) Whitton, McKenzie & K.D. Hyde, Fungal Diversity 4: 156 (2000).
- Dictyochaeta heteroderae* (Morgan-Jones) Carris & Glawe, Mycotaxon 33: 23 (1988).  
≡ *Codinaea heteroderae* Morgan-Jones, Mycotaxon 14(1): 175 (1982).
- Dictyochaeta hughesii* (M.B. Ellis) Whitton, McKenzie & K.D. Hyde, Fungal Diversity 4: 140 (2000).  
≡ *Codinaea hughesii* M.B. Ellis, More Dematiaceous Hyphomycetes: 473 (1976).
- Dictyochaeta ixorae* (M.S. Patil, U.S. Yadav & S.D. Patil) Whitton, McKenzie & K.D. Hyde, Fungal Diversity 4: 140 (2000).  
≡ *Codinaea ixorae* M.S. Patil, U.S. Yadav & S.D. Patil, Indian Phytopath. 44(3): 309 (1991).
- Dictyochaeta lilliputiana* R.F. Castañeda, Fungi Cubense (La Habana): 8 (1986).
- Dictyochaeta lunata* (Matsush.) Whitton, McKenzie & K.D. Hyde, Fungal Diversity 4: 140 (2000).  
≡ *Codinaea lunata* Matsush., Icon. microfung. Matsush. lect. (Kobe): 37 (1975).
- Dictyochaeta lunulospora* (Hewings & J.L. Crane) Hol.-Jech., Česká Mykol. 40(3): 148 (1986).  
≡ *Codinaea lunulospora* Hewings & J.L. Crane, Mycotaxon 13(2): 421 (1981).
- Dictyochaeta maharashtrensis* (Piroz. & S.D. Patil) J.S. Monteiro, S.S. Silva & Gusmão comb. nov.  
≡ *Codinaea maharashtrensis* Piroz. & S.D. Patil, Canadian Journal of Botany 48: 567 (1970).  
= *Dictyochaetopsis maharashtrensis* (Piroz. & S.D. Patil) Cabello & Aramb., Mycotaxon 38: 13 (1990).
- Dictyochaeta microcylindrospora* Whitton, McKenzie & K.D. Hyde, Fungal Diversity 4: 141 (2000).
- Dictyochaeta minutissima* A. Hern. Gut. & J. Mena, Mycol. Res. 100(6): 687 (1996).
- Dictyochaeta occidentalis* R.F. Castañeda & W.B. Kendr., Univ. Waterloo Biol. Ser. 32: 19 (1990).
- Dictyochaeta querna* P.M. Kirk, Trans. Br. mycol. Soc. 78(1): 58 (1982).
- Dictyochaeta sampahia* Kuthub. & Nawawi, Mycol. Res. 95(10): 1213 (1991).
- Dictyochaeta setosa* (S. Hughes & W.B. Kendr.) Whitton, McKenzie & K.D. Hyde, Fungal Diversity 4: 148 (2000).  
≡ *Codinaea setosa* S. Hughes & W.B. Kendr., New Zealand Journal of Botany 6: 360 (1968).
- Dictyochaeta seychellensis* Whitton, McKenzie & K.D. Hyde, Fungal Diversity 4: 148 (2000).
- Dictyochaeta stipitocolla* Kuthub. & Nawawi, Mycol. Res. 95(10): 1214 (1991).
- Dictyochaeta subfuscospora* Kuthub. & Nawawi, Mycol. Res. 95(10): 1214 (1991).

*Dictyochaeta tumidoseta* Kuthub. & Nawawi, Mycol. Res. 95(10): 1215 (1991).

*Dictyochaeta uncinata* R.F. Castañeda & W.B. Kendr., Mycological Research 102(1): 58 (1998).

### **Agradecimentos**

Os autores agradecem ao Programa de Pós-graduação em Biologia de Fungos e a Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) pela bolsa concedida a primeira autora. Este trabalho foi financiado pelo Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq) (LFP Gusmão, Proc. 305413/2011-2). Agradecemos ao suporte técnico oferecido pelo Laboratório de Micologia da Universidade Estadual de Feira de Santana.

#### 4.8. UMA NOVA ESPÉCIE DE *FUSICHALARA* EM MATERIAL VEGETAL SUBMERSO EM CORPOS D'ÁGUA NA FLORESTA AMAZÔNICA (PARÁ, BRASIL)<sup>8</sup>

**Resumo:** Durante investigação sobre fungos conidiais ocorrendo em material vegetal submerso em decomposição na Amazônia brasileira, *Fusichalara ornamentata* sp. nov. foi encontrada. O material é caracterizado por fiálides castanho-douradas, sésseis, com colarete rugoso e ventre liso, conídios cilíndricos, 1–3-septados, hialinos. Descrição, ilustrações e uma chave para as espécies de *Fusichalara* são fornecidas.

**Palavras-chave:** Ascomycota, *Chaetosphaeria*, habitats aquáticos tropicais, taxonomia

**Abstract:** During an investigation of conidial fungi on submerged plant debris from the Brazilian Amazon, *Fusichalara ornamentata* sp. nov. was founded. Its characterized by golden brown phialide, sessile, with rugose collarete and smooth venter and cylindrical, 1–3-septate, hyaline conidia. Descriptions, illustrations and a key to *Fusichalara* species are provided.

**Key words:** Ascomycota, *Chaetosphaeria*, Tropical Freshwater habitats, Taxonomy

#### Introdução

*Fusichalara* S. Hughes & Nag Raj caracteriza-se por conidióforos simples, solitários ou em fascículos, células conidiogênicas fialídicas, com colaretes longos e dois tipos de conídios (a-primário e b-secundário), 1-multiseptados em cadeias basípetas, hialinos ou castanhos (Seifert *et al.*, 2011). *Fusichalara* é similar a *Chalara* (Corda) Rabenh. mas difere pela presença de um espessamento na parede interna da fiálide no ponto de transição do ventre/colarete e pela formação de dois tipos de conídios (Hughes & Nag Raj, 1973).

Atualmente seis espécies estão aceitas: *F. dimorphospora* S. Hughes & Nag Raj (espécie-tipo), *F. dingleyae* S. Hughes & Nag Raj, *F. novae-zelandiae* S. Hughes & Nag

---

<sup>8</sup> Trabalho a ser submetido para publicação como Monteiro, J.S., Castañeda Ruiz, R.F., Gusmão, L.F.P. 2014. Uma nova espécie de *Fusichalara* em material vegetal submerso em corpos d'água na floresta Amazônica (Pará, Brasil). *Mycoscience*.



Raj (Hughes & Nag Raj, 1973), *F. minuta* W. Gams & Hol.-Jech. (Gams & Holubová-Jechová, 1976), *F. clavatispora* P.M. Kirk (Kirk & Spooner, 1984) e *F. goanensis* Bhat & Kendrick (Bhat & Kendrick, 1993). Réblová (2004) descreveu *Chaetosphaeria fusichalaroides* Réblová (Chaetosphaeriaceae - Ascomycota), que foi conectado a *F. dingleyae*.

As espécies de *Fusichalara* apresentam distribuição ainda restrita a poucos países em ambientes tropicais e temperados incluindo Índia (Kirk & Spooner, 1984; Bhat & Kendrick, 1993), Nova Zelândia (Hughes & Nag Raj, 1973), Peru (Matsushima, 1993), República Tcheca (Gams & Holubová-Jechová, 1976) e U.S.A. (Reblová, 2004). Até o momento foram encontradas sobre um número limitado de substratos como cascas do tronco, madeira, pecíolos e ramos em decomposição e associados a poucas espécies vegetais, tais como *Dacryodes* sp. *Leptospermum scoparium* J.R. Forst. & G. Forst., *Melicytus* sp., *Olearia* sp. *Quercus petraea* (Matt.) Liebl., *Rubus fruticosus* L., *Weinmannia racemosa* L.f. e outros (Seifert *et al.*, 2011).

O espécime brasileiro apresenta características típicas de *Fusichalara* e se distingue de todas as espécies descritas neste gênero; portanto, é proposta como uma nova espécie.

## Material e métodos

Expedições de coleta foram realizadas em três diferentes fragmentos de floresta amazônica, na cidade de Belém e arredores, Estado do Pará: Parque Ecológico de Gunma, Parque Estadual do Utinga e Área de Proteção Ambiental Ilha do Combu. Material vegetal submerso foi coletado em pequenos corpos d'água e acondicionado em sacos plásticos contendo folhas de papel filtro umedecidas. As amostras foram transportadas em container de poliestireno para a Universidade Estadual de Feira de Santana, Estado da Bahia. No laboratório, as amostras foram submetidas à técnica de lavagem em água corrente (Castañeda Ruiz, 2005) e incubadas em placas de Petri com papel toalha umedecido em temperatura ambiente ( $\pm 25$  °C). Após 72 horas, as amostras foram examinadas diariamente durante um período de 30 dias, com auxílio de um estereomicroscópio. Para a identificação em nível específico dos espécimes foram preparadas lâminas permanentes contendo resina PVL (álcool polivinílico, ácido lático e fenol). Para medições e imagens digitais utilizou-se o microscópio Olympus BX51 equipado com prismas de contraste de interferência diferencial (DIC) com câmera digital DP25 acoplada. Lâminas permanentes foram depositadas no Herbário HUEFS.

## **Taxonomia**

*Fusichalara ornamentata* J.S. Monteiro, R.F. Castañeda & Gusmão, sp. nov., FIG. 1

MycoBank MB##

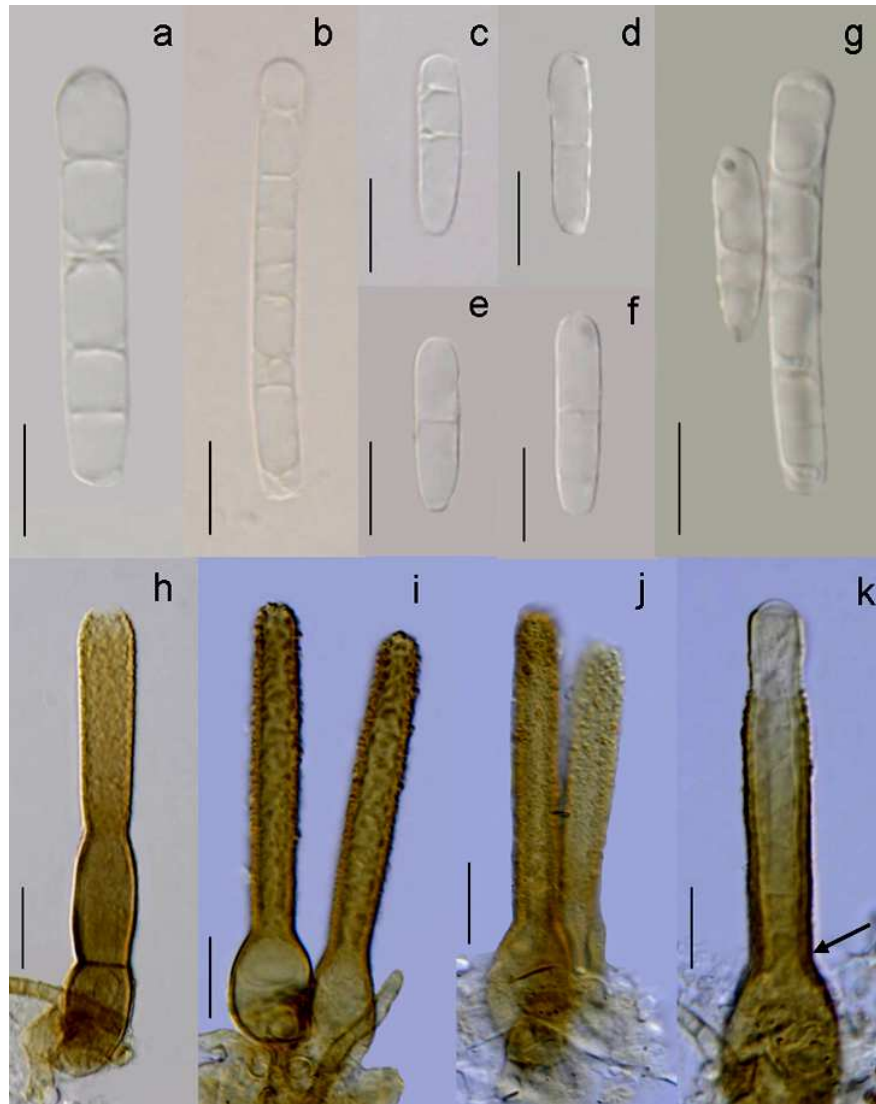
Diagnose: difere de *Fusichalara dingleyae* por apresentar fiálides sésseis, com colaretes ornamentados e conídios secundários cilíndricos com 1-septo.

Etimologia: Latin, *ornamentata*, referindo-se à parede ornamentada do colarete da fiálide.

COLÔNIAS no substrato natural efusas, pilosas, castanho-douradas. MICÉLIO imerso no substrato. Hifas septadas, ramificadas, lisas, castanhas, 1,5–2,5 µm de diâmetro. CÉLULAS CONIDIOGÊNICAS enteroblásticas, fialídicas, obclavadas ou lageniformes, castanho-douradas, 42–60 µm de comprimento; ventre elipsoidal a globoso, liso, castanho-dourado, 15–24 × 7–10 µm; colarete cilíndrico, verrugoso, castanho-dourado, 25–42 × 6–7 µm; transição ventre/colarete abrupto. CONÍDIOS solitários ou em curtas cadeias, cilíndricos, ápice arredondado, base truncada, lisos, hialinos; conídio primário, 2–3-septados, 26–32 × 4–5 µm; conídio secundário, 1-septado, 15–18 × 4–5 µm.

Tipo: **Brasil**, Pará: Área de Proteção Ambiental Ilha do Combu, 1°29'S 48°25'W, em material vegetal lenhoso submerso, 17/01/2012, coll. J.S. Monteiro (Holotipo HUEFS 196450).

**Comentários:** *Fusichalara ornamentata* é similar a *F. dingleyae* quanto à presença de parede verrucosa nas fiálides. Porém, *F. dingleyae* apresenta conidióforos em fascículos, com 3–7-septos, fiálides subcilíndricas com ventre pouco diferenciado e conídios secundários fusiformes multiseptados (Hughes & Nag Raj, 1973). Em *F. dimorphospora*, a espécie-tipo, os conidióforos são lisos, com 3–5-septos, terminando em uma fiálide subcilíndrica e produzindo conídios secundários fusiformes, predominantemente 7-septados (Hughes & Nag Raj, 1973).



**Fig. 1.** *Fusichalara ornamentata*. a-b. conídios primários, c-f. conídios secundários, g. conídio primário (à direita) e secundário (à esquerda), h-j. células conidiogênicas fiálicas com colarete verrugoso, k. conídio em formação e detalhe do espessamento da parede no ponto de transição do ventre para o colarete (seta). Barras: 10 µm.

**Chave para espécies de *Fusichalara***

- 1. Fiálicas ornamentadas.....2
- 1'. Fiálicas lisas.....3
- 2. Conidióforos em fascículos.....*F. dingleyae*
- 2'. Conidióforos reduzidos a fiálide.....*F. ornamentata*
- 3. Conídios secundários predominantemente 1–3- septos.....4
- 3'. Conídios secundários predominantemente 7-septos.....6

4. Conídios 1-septo.....5  
 4'. Conídios 3-septos.....*F. clavatispora*  
 5. Conídios fusiformes.....*F. minuta*  
 5'. Conídios cilíndricos.....*F. goanensis*  
 6. Conídios até 72 µm comprimento.....*F. dimorphospora*  
 6'. Conídios até 47 µm comprimento.....*F. novae-zelandiae*

**Tabela. 1.** Sinopse da morfologia conidial das espécies de *Fusichalara*.

Espécies	Conídios					
	Primário			Secundário		
	Tamanho (µm)	Forma	Septos/cor	Tamanho (µm)	Forma	Septos/cor
<i>F. clavatispora</i> <sup>3</sup>	–	–	–	10–18,5 × 3,5–4	Cuneiforme a clavado	(1–) 3 Hialino
<i>F. dimorphospora</i> <sup>1</sup>	85–126 × 6–9	Cilíndrico	11–17 Castanho a castanho-claro	36–72 × 7,2–10	Fusiforme a levemente sigmóide	(3–) 7 (–8) Castanhos
<i>F. dingleyae</i> <sup>1</sup>	62,5–95 × 5,5–6,5	Cilíndrico	7 (–16) Hialino	36–58 × 5–6,5	Fusiforme	3 (–5) Hialino a subhialino
<i>F. goanensis</i> <sup>4</sup>	17–22 × 5–6	Cilíndrico	3 Subhialino	12–15 × 4,5–5,5	Cilíndrico	1 Subhialino
<i>F. minuta</i> <sup>2</sup>	2–2,5 largura	Clavado	1 Hialino	7–12 × 1,5–2	Fusiforme	(0) 1 Hialino
<i>F. novae-zelandiae</i> <sup>1</sup>	83–120 × 5,2–6,5	Cilíndrico	9–12 (–18) Subhialino a castanho-claro	27–47 × 5–7	Fusiforme a levemente sigmóide	7 Castanho-claro
<i>F. ornamentata</i>	26–32 × 4–5	Cilíndrico	2–3 Hialino	15–18 × 4–4,5	Cilíndrico	1 Hialino

<sup>1</sup>Hughes & Nag Raj (1973), <sup>2</sup>Gams & Holubová-Jechová (1976), <sup>3</sup>Kirk & Spooner (1984), <sup>4</sup>Bhat & Kendrick (1993)

### Agradecimentos

Os autores agradecem ao Programa de Pós-graduação em Biologia de Fungos e a Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) pela bolsa concedida a primeira autora. Este trabalho foi financiado pelo Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq) (LFP Gusmão, Proc. 305413/2011-2). Agradecemos ao suporte técnico oferecido pelo Laboratório de Micologia da Universidade Estadual de Feira de Santana.

#### **4.9. FUNGOS CONIDIAIS AQUÁTICO-FACULTATIVOS NA AMAZÔNIA ORIENTAL. I. NOVOS REGISTROS PARA A REGIÃO E BRASIL<sup>9</sup>**

**Resumo:** No Brasil, os fungos presentes em ambientes aquáticos ainda permanecem pouco explorados e praticamente desconhecidos para a região Amazônica. O objetivo deste trabalho foi realizar um inventário de fungos conidiais em três fragmentos florestais na Região Metropolitana de Belém, Estado do Pará, Brasil. Entre abril de 2011 e janeiro de 2013, amostras de substratos vegetais em decomposição submersos em pequenos riachos foram coletadas e mantidas em câmaras-úmidas por 30 dias. As estruturas reprodutivas dos fungos foram montadas em lâminas permanentes para o estudo morfológico. Foram identificadas 105 espécies e, dentre estas, 85 são novas ocorrências para a Amazônia brasileira. Vinte espécies constituem novas citações para o Brasil, das quais 10 foram descritas, ilustradas e comentadas por apresentarem distribuição geográfica restrita.

**Palavras-chave:** fungos aquático-facultativos, hifomicetos, diversidade, taxonomia

**Abstract:** In Brazil the presence of fungi in freshwater habitats remains poorly understood and ignored in the Amazonia forest. The objective of this study was to inventory the conidial fungi at three forest fragments in the Belém County, Pará State, Brazil. From April 2011 to January 2013, samples of submerged plant debris were collected in small streams and kept in moist chambers for 30 days. The reproductive structures of fungi were mounted in permanent slides for morphological study. One hundred five species were identified, for these, 85 are new records to Amazon and twenty species are new records for Brazil. Ten species were selected for descriptions, illustrations and comments because there is having a restricted geographical distribution.

**Key words:** facultative-aquatic fungi, hyphomycetes, diversity, taxonomy

---

<sup>9</sup> Trabalho a ser submetido para publicação como Monteiro, J.S., Gusmão, L.F.P. 2014. Fungos conidiais aquático-facultativos na Amazônia oriental. I. Novos registros para a região e Brasil. *Acta Amazônica*.

## **Introdução**

O bioma Amazônia compreende uma área de 4,2 milhões de km<sup>2</sup> que inclui faixas de transição e trechos de outras formações vegetacionais como o Cerrado e Pantanal. Este bioma se estende pelos Estados do Norte do Brasil e parte do Maranhão (IBGE, 2004). Os ambientes aquáticos neste bioma se estendem por cerca de 300.000 km<sup>2</sup> e estão divididos em várzeas (4%) e igapós (2%). As várzeas são áreas que permanecem inundadas somente na época da cheia dos rios, ao contrário dos igapós que sofrem inundações frequentes (IBGE, 2004). Apesar dos altos níveis de biodiversidade e endemismo de espécies nestes ambientes, a diversidade fúngica é desconhecida, com poucos estudos sobre fungos (Karling, 1944; Silva *et al.*, 2005).

Estimativas sobre a diversidade de fungos na Amazônia são ainda incipientes. Somente os basidiomicetos têm sido inventariados com regularidade (Forzza *et al.*, 2010). Para os ascomicetos, a maioria dos registros foi realizada por A.C. Batista e colaboradores e por estudos pontuais durante as décadas de 60 a 70 (Forzza *et al.*, 2010). Em contrapartida, os fungos conidiais têm sido estudados mais recentemente, revelando um número significativo de espécies para a região (Monteiro *et al.*, 2010, 2013; Castro *et al.*, 2011, 2012).

Os fungos conidiais aquático-facultativos geralmente incluem hifomicetos dematiáceos e hialinos que não apresentam formas especializadas para a dispersão na água, embora alguns gêneros apresentem conídios ramificados ou com apêndices (Goh & Hyde, 1996). Em ambientes aquáticos, os fungos conidiais aquático-facultativos atuam como importantes decompositores da matéria orgânica acumulada e, até o momento, 450 espécies foram registradas, a maioria ocorrendo em regiões tropicais (Shearer e Raja, 2010). No Brasil, os estudos abordando este grupo são recentes e foram iniciados no bioma Caatinga, resultando na descrição de novas espécies e relatos de novos registros para o território brasileiro (Barbosa *et al.*, 2013).

A Região Metropolitana de Belém (RMB) vem sofrendo uma perda significativa de suas áreas verdes em decorrência do crescimento desordenado de sua área urbana e da exploração de seus recursos naturais. Seus remanescentes florestais estão restritos à região das ilhas e em áreas continentais representadas por instituições públicas de ensino e pesquisa, terrenos militares e unidades de conservação (Leão *et al.*, 2007).

O conhecimento de fungos presentes em ambientes aquáticos desses remanescentes de floresta amazônica é praticamente nulo. Este estudo representa a primeira investigação desse tipo para a Amazônia brasileira.

## Material e métodos

O presente estudo foi realizado em três fragmentos florestais pertencentes à Região Metropolitana de Belém (RMB), Estado do Pará. Oito expedições foram realizadas no Parque Estadual do Utinga (1°25'S e 48°27'W), Área de Proteção Ambiental Ilha do Combu (1°29'20"S e 48°25'54"W) e Parque Ecológico de Gunma (1°13'86"S e 48°17'41"W) no período de abril/2011 a janeiro/2013. Foram coletadas cinco amostras de material vegetal submerso em decomposição em um curso d'água em cada área de estudo. O material coletado foi submetido à técnica de lavagem em água corrente e mantido em câmara-úmida a temperatura ambiente (Castañeda Ruiz, 2005). Durante 30 dias o material foi observado em estereomicroscópio, e as estruturas reprodutivas dos fungos foram retiradas com auxílio de agulhas de ponta fina e transferidas para lâminas contendo resina PVL (álcool polivinílico + lactofenol). A identificação foi realizada pela análise morfológica e medição das estruturas de importância taxonômica em microscópio de luz (Axioscop Zeiss) e consulta à literatura especializada. Lâminas permanentes foram depositadas no Herbário da Universidade Estadual de Feira de Santana (HUEFS) e duplicatas no Herbário Pe. Camille Torrend (URM).

## Resultados e discussão

Foram identificadas 105 espécies de fungos conidiais associados à decomposição de material vegetal submerso na água. Dentre estas, 20 são novos registros para o Brasil e 85 constituem novos registros para Amazônia brasileira (Tabela 1). Dez novas ocorrências para o Brasil são descritas, ilustradas e comentadas devido a sua distribuição geográfica restrita.

*Dactylaria inaequilatera* Matsush., Matsushima Mycological Memoirs 3: 8, 1983. (Fig. 1 A-B)

CONIDIÓFOROS macronemáticos, mononemáticos, solitários, simples, eretos, retos ou levemente flexuosos, cilíndricos, septados, lisos, hialinos, 50–115 × 4–7,5 µm. CÉLULAS CONIDIOGÊNICAS poliblasticas, integradas, terminais, simpodiais, cilíndricas, denticuladas, hialinas, 20–65 × 2,5–4 µm. CONÍDIOS solitários, cilindro-elipsoidais, 1-septados, assimétricos, lisos, hialinos, 15–30 × 4–5 µm, base cônico-truncada.

**Material examinado:** Brasil. Pará: Belém, Ilha do Combu, sobre folha em decomposição submersa, 18-X-2012, J.S. Monteiro (HUEFS 197686).

**Distribuição geográfica:** Peru (Matsushima, 1993), Taiwan (Matsushima, 1983).

**Comentários:** *Dactylaria* Sacc. é um gênero complexo que inclui cerca de 90 espécies, caracterizadas por conídios 0-septados a multiseptados, hialinos a castanho-claros, com células conidiogênicas simpodiais e denticuladas (Hoog, 1985; Seifert *et al.*, 2011). *Dactylaria inaequilatera* foi descrita sobre ramos em decomposição em Taiwan (Matsushima, 1983). *Dactylaria candidula* (Höhn.) Bhat & W.B. Kendr. possui conídios similares a *D. inaequilatera*, mas difere pela condição assimétrica (Hoog, 1985). O material brasileiro está de acordo com a descrição de Matsushima (1983), exceto pelos conídios maiores ( $16\text{--}23 \times 4\text{--}4,5 \mu\text{m}$ ). Este é o primeiro registro desta espécie para o Brasil e em material vegetal submerso.

*Fusichalara novae-zelandiae* Hughes & Nag Raj, New Zealand Journal of Botany 11: 670, 1973. (Fig. 1 C-E)

CONIDIÓFOROS macronemáticos, mononemáticos, solitários, simples, eretos, retos, cilíndricos, lisos, castanho-escuros,  $265\text{--}325 \times 10\text{--}12,5 \mu\text{m}$ . CÉLULAS CONIDIOGÊNICAS integradas, fialídicas, subcilíndricas, lisas, castanho-escuras,  $150\text{--}162,5 \mu\text{m}$ ; ventre levemente inflado, liso, castanho,  $47,5\text{--}50 \times 10\text{--}12,5 \mu\text{m}$ ; colarete cilíndrico, liso,  $107,5\text{--}112,5 \times 10 \mu\text{m}$ . CONÍDIOS cilindro-fusiformes, 6–7-septados, raramente 8-septados, cônicos no ápice, truncados na base, lisos, células das extremidades subhialinas, células intermediárias castanho-claras,  $50\text{--}60 \times 5\text{--}6 (-7,5) \mu\text{m}$ .

**Material examinado:** Brasil. Pará: Belém, Parque Ecológico de Gunma, sobre galho em decomposição submerso, 5-VIII-2011, J.S. Monteiro s.n. (HUEFS 197697).

**Distribuição geográfica:** Nova Zelândia (Hughes & Nag Raj, 1973), Peru (Matsushima, 1995).

**Comentários:** *Fusichalara* S. Hughes & Nag Raj apresenta afinidades com *Chalara* (Corda) Rabenh., se distinguindo por um espessamento na parede interna da fiálide no ponto de transição entre ventre/colarete e pela produção de dois tipos de conídios (Hughes & Nag Raj, 1973). Seis espécies são atualmente reconhecidas em *Fusichalara* (Seifert *et al.*, 2011). *Fusichalara dimorphospora* produz conídios fusiformes, com número de septos variando de 3–8-septos e de tamanho similar [ $(50\text{--}) 60\text{--}72 \times 9\text{--}10 \mu\text{m}$ ] aos de *F. novae-zelandiae*, no entanto, esta última se diferencia pelos conídios predominantemente 7-septados e mais largos. O material brasileiro apresentou fiálides e conídios maiores [ $150\text{--}162,5 \mu\text{m}$  e  $50\text{--}60 \times 5\text{--}6 (-7,5)$ , respectivamente] que os registrados por Hughes e Nag Raj (1973). Este representa o primeiro registro desta espécie para o Brasil e em material vegetal submerso.



*Helicodendron amazonense* Matsush., Matsushima Mycological Memoirs 3: 10, 1983.

(Fig. 1 F-G)

CONIDIÓFOROS macronemáticos, mononemáticos, simples, eretos, retos, cilíndricos, septados, lisos, castanho-claros,  $31-45 \times 3,5-5 \mu\text{m}$ . CÉLULAS CONIDIOGÊNICAS monoblásticas, integradas, terminais, determinadas. CONÍDIOS acrógenos, helicoidais, com filamentos espiralando em três dimensões formando um corpo cilíndrico, 4–5 voltas, lisos, hialinos,  $28,5-39 \times 19-26 \mu\text{m}$ ; filamento septado, constricto nos septos, 6–9  $\mu\text{m}$  largura.

**Material examinado:** Brasil. Pará: Belém, Ilha do Combu, sobre galho em decomposição submerso, 21-IV-2012, J.S. Monteiro s.n. (HUEFS 197698).

**Distribuição geográfica:** Índia (Krishnarao & Manoharachary, 1988), Peru (Matsushima, 1983).

**Comentários:** *Helicodendron* Peyronel se caracteriza pela produção de conídios helicoidais, hialinos a castanhos, geralmente formando cadeias. Este gênero tem 26 espécies reconhecidas, as quais estão relacionadas filogeneticamente a membros de Helotiales (Seifert *et al.*, 2011). *Helicodendron amazonense* se distingue das outras espécies por apresentar filamento conidial largo (6–10  $\mu\text{m}$ ). O material brasileiro concordou com a descrição de Matsushima (1983). Esta espécie foi descrita sobre cascas de árvores em decomposição submersas no Peru, sendo sua distribuição ampliada para o Brasil.

*Helicoön peruamazonense* Matsush., Matsush. Mycol. Memoirs 7: 52, 1993. (Fig. 1 H-I)

CONIDIÓFOROS macronemáticos, mononemáticos, simples, eretos, retos, cilíndricos, septados, lisos, castanho-claros,  $21 \times 4 \mu\text{m}$ . CÉLULAS CONIDIOGÊNICAS poliblásticas, integradas, terminais, determinadas, denticuladas. CONÍDIOS acropleurógenos, helicoidais, com filamentos espiralando em três dimensões formando um corpo doliforme, 4–5 voltas, lisos, castanho-claros,  $19-36 \times 15-20 \mu\text{m}$ ; filamento conidial septado, constricto nos septos, 5–7,5  $\mu\text{m}$  largura.

**Material examinado:** Brasil. Pará: Belém, Ilha do Combu, sobre folha em decomposição submersa, 29-III-2011, J.S. Monteiro s.n. (HUEFS 197699).

**Distribuição geográfica:** México (Becerra Hernández *et al.*, 2007), Peru (Matsushima, 1993).

**Comentários:** *Helicoön* Morgan acomoda 17 espécies relacionadas filogeneticamente a membros de Pleosporales, que se diferenciam quanto à forma, tamanho, número de voltas,

septação e cor dos conídios (Goos *et al.*, 1986; Seifert *et al.*, 2011). *Helicoön fuscosporum* é similar morfológicamente a *H. peruamazonense*, entretanto se diferencia pelos conídios ovoides, castanhos, com 6–12 voltas e filamentos mais estreitos. O material brasileiro apresentou conidióforos menores que os descritos por Matsushima (1993). Até o momento, esta espécie foi registrada sobre material vegetal em decomposição submerso no Peru e em ráquis de palmeira no México.

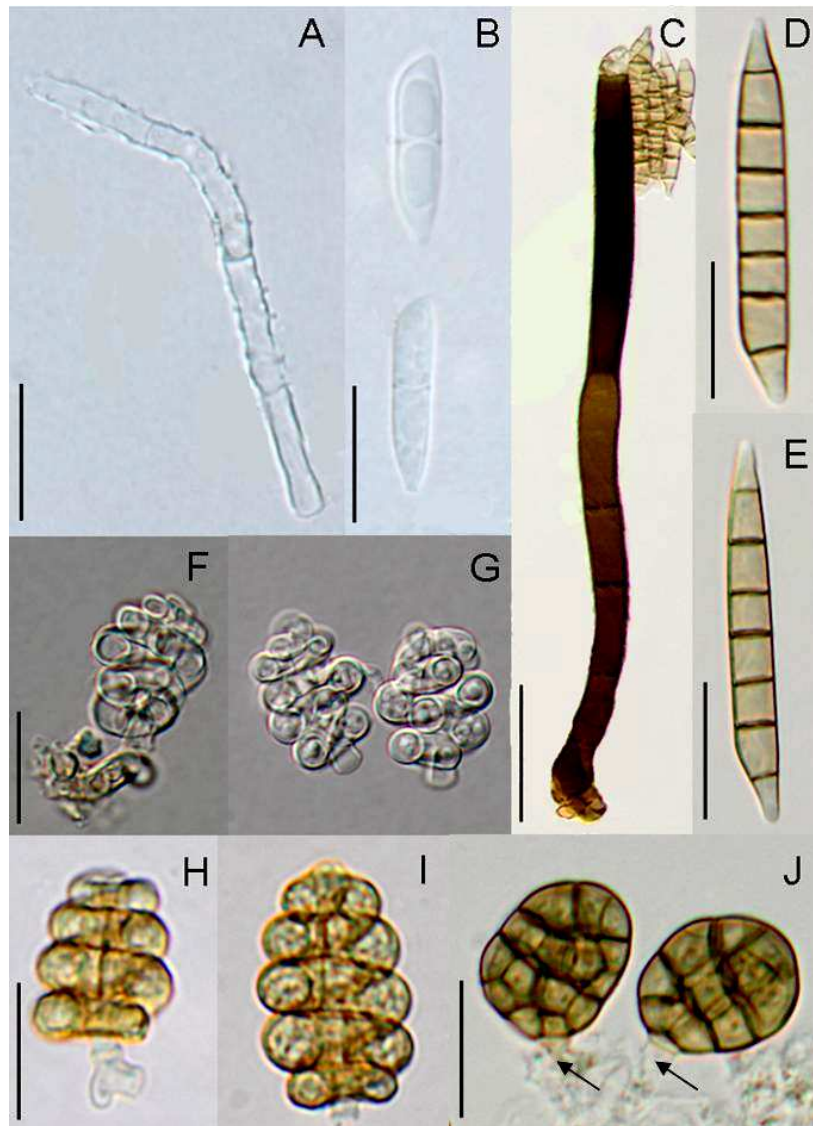
*Monodictys peruviana* Matsush., Matsush. Mycol. Memoirs 7: 57, 1993. (Fig. 1 J)

ESPORODÓQUIOS puntiformes, castanhos. CONIDIÓFOROS micronemáticos, septados, castanho-claros. CÉLULAS CONIDIOGÊNICAS monoblásticas, integradas, terminais. SECESSÃO rexolítica. CONÍDIOS solitários, oblongos, multiseptados, muriformes, lisos, castanho-claros a castanho-dourados, 17,5–27,5 × 12,5–17,5 µm; célula basal obcônica, 5–6 µm de largura.

**Material examinado:** Brasil. Pará: Belém, Ilha do Combu, sobre galho em decomposição submerso, 21-IV-2012, J.S. Monteiro (HUEFS 197701).

**Distribuição geográfica:** Peru (Matsushima, 1993), Polônia (Czeczuga & Orłowska, 1999), Tailândia (Hyde *et al.*, 2002).

**Comentários:** *Monodictys* S. Hughes foi introduzido por Hughes (1958) e apresenta conidióforos micronemáticos, células conidiogênicas monoblásticas e conídios septados, muriformes, rexolíticos. Atualmente estão descritas cerca de 50 espécies em *Monodictys* (Seifert *et al.*, 2011). *Monodictys ericoctona* Matsush. é similar a *M. peruviana*, mas se distingue pelos conídios oblongos e células basais obcônicas (Matsushima, 1975). O material brasileiro concordou com as características observadas no espécime-tipo descrito em cultura por Matsushima (1993).



**Fig. 1.** *Dactylaria inaequilatera*. A. conidióforo; B. conídios. *Fusichalara novaezelandiae*. C. conidióforo e célula conidiogênica; D–E. conídios. *Helicodendron amazonense*. F. conidióforo e conídio; G. conídios. *Helicoön peruamazonense*. H. célula conidiogênica e conídio I. conídio. *Monodictys peruviana*. J. células conidiogênicas (setas) e conídios. Barras = 50 µm (C); 20 µm (A–B, D–J).

*Neta quadriguttata* (Matsush.) de Hoog, Studies in Mycology 26: 45, 1985. (Fig. 2 A-B)

CONIDIÓFOROS macronemáticos, mononemáticos, solitários, simples, eretos, retos, cilíndricos, lisos, hialinos, exceto pela parte basal castanho-clara, 17,5–25 × 2,5–4 µm. CÉLULAS CONIDIÓGENICAS poliblasticas, integradas, terminais, simpodiais, denticuladas, 2–3,5 × 1 µm. CONÍDIOS solitários, cilíndricos, levemente curvados, arredondados nas extremidades, 3-septados, gutulados, lisos, hialinos, 25–32,5 × 5–7,5 µm.

**Material examinado:** Brasil. Pará: Belém, Parque Estadual do Utinga, sobre folha em decomposição submersa, 9-I-2013, J.S. Monteiro (HUEFS 197703).

**Distribuição geográfica:** Japão (Matsushima, 1975), Peru (Matsushima, 1993).

**Comentários:** *Neta* Shearer & J.L. Crane foi proposto por Shearer e Crane (1971), com *N. patuxentica* Shearer & J.L. Crane como espécie-tipo, e compreende dez espécies presentes em ambientes terrestres e aquáticos (Seifert *et al.*, 2011). *Neta quadriguttata* é similar a *N. gigaspora* R.F. Castañeda & Heredia, mas esta última apresenta conídios maiores e com até 5 septos (Castañeda Ruiz & Heredia, 2000). O material brasileiro concordou com as características observadas por Matsushima (1975) exceto pelos conídios mais largos.

*Polyschema amoenum* R.F. Castañeda, Iturr. & Minter, Mycotaxon, 2009. (Fig. 2 C-D)

CONIDIÓFOROS semi-macronemáticos, mononemáticos, eretos, lisos, castanhos,  $23-35 \times 1-2 \mu\text{m}$ . CÉLULAS CONIDIOGÊNICAS monotréticas, distintas, terminais, determinadas, globosas a elipsoidais, lisas, castanho-claras,  $5-7 \times 3-4 \mu\text{m}$ . CONÍDIOS solitários, fusiformes a naviculares, raramente clavados, 4-6 septos, lisos, castanho-escuros,  $27-39 \times 8-12 \mu\text{m}$ ; células das extremidades castanho-claras.

**Material examinado:** Brasil. Pará: Belém, Parque Ecológico de Gunma, sobre galho em decomposição submerso, 5-VIII-2011, J.S. Monteiro s.n. (HUEFS 197714).

**Distribuição geográfica:** Venezuela (Castañeda Ruiz *et al.*, 2009b).

**Comentários:** *Polyschema* H.P. Upadhyay foi introduzido por Upadhyay (1966) e atualmente é composto por 18 espécies (Seifert *et al.*, 2011). Três espécies possuem conídios lisos com 4-5 septos, porém a forma varia de clavado a obclavado, distinguindo-se de *P. amoenum* (Castañeda Ruiz *et al.*, 2009b). O material brasileiro analisado está de acordo com a descrição apresentada por Castañeda Ruiz *et al.* (2009b), porém os conídios são mais longos que os registrados no espécime-tipo. Este é o segundo registro mundial desta espécie e o primeiro relato em substrato vegetal submerso.

*Subulispora argentina* Aramb. & Mengasc., Mycotaxon 30: 264, 1987. (Fig. 2 E-F)

CONIDIÓFOROS macronemáticos, mononemáticos, solitários, simples, eretos, retos ou levemente flexuosos, cilíndricos, septados, lisos, castanho-claros, se tornando mais claros em direção ao ápice,  $54-60 \times 4-4,5 \mu\text{m}$ . CÉLULAS CONIDIOGÊNICAS poliblasticas, integradas, terminais, simpodiais, cilíndricas, castanho-claras a subhialinas,  $15-22,5 \times 2-3 \mu\text{m}$ . CONÍDIOS solitários, obclavados, célula apical subulada, 3-septados, lisos, hialinos,  $28,5-31,5 \times 4,5-6 \mu\text{m}$ , com uma cicatriz basal levemente espessa.

**Material examinado:** Brasil. Pará: Belém, Parque Ecológico de Gunma, sobre folha em decomposição submersa, 19-I-2012, J.S. Monteiro (HUEFS 197685).

**Distribuição geográfica:** Argentina (Arambarri *et al.*, 1987c).

**Comentários:** Marvanová & Laichmanová (2007) revisaram o gênero *Subulispora* Tubaki que atualmente possui oito espécies (Seifert *et al.*, 2011). Em *S. argentina*, os conídios são fusiformes com um apêndice terminal, assim como em *S. malaysiana* Nawawi & Kuthub. e *Dictyochaeta apendiculata* Cazau, Aramb. & Cabello. Contudo, *D. apendiculata* possui conídios menores (20–26 × 4–5 µm), subhialinos a castanho-claros com um apêndice filiforme (Cazau *et al.*, 1990). Enquanto *S. malaysiana* tem conídios maiores (34–42 × 4–5 µm), hialinos a subhialinos e apêndices formando ângulos de 45°–130° (Nawawi e Kuthubutheen, 1990a). As características do material brasileiro estão de acordo com a descrição de Arambarri *et al.* (1987c), exceto pelos conidióforos menores. Este representa o segundo relato mundial desta espécie.

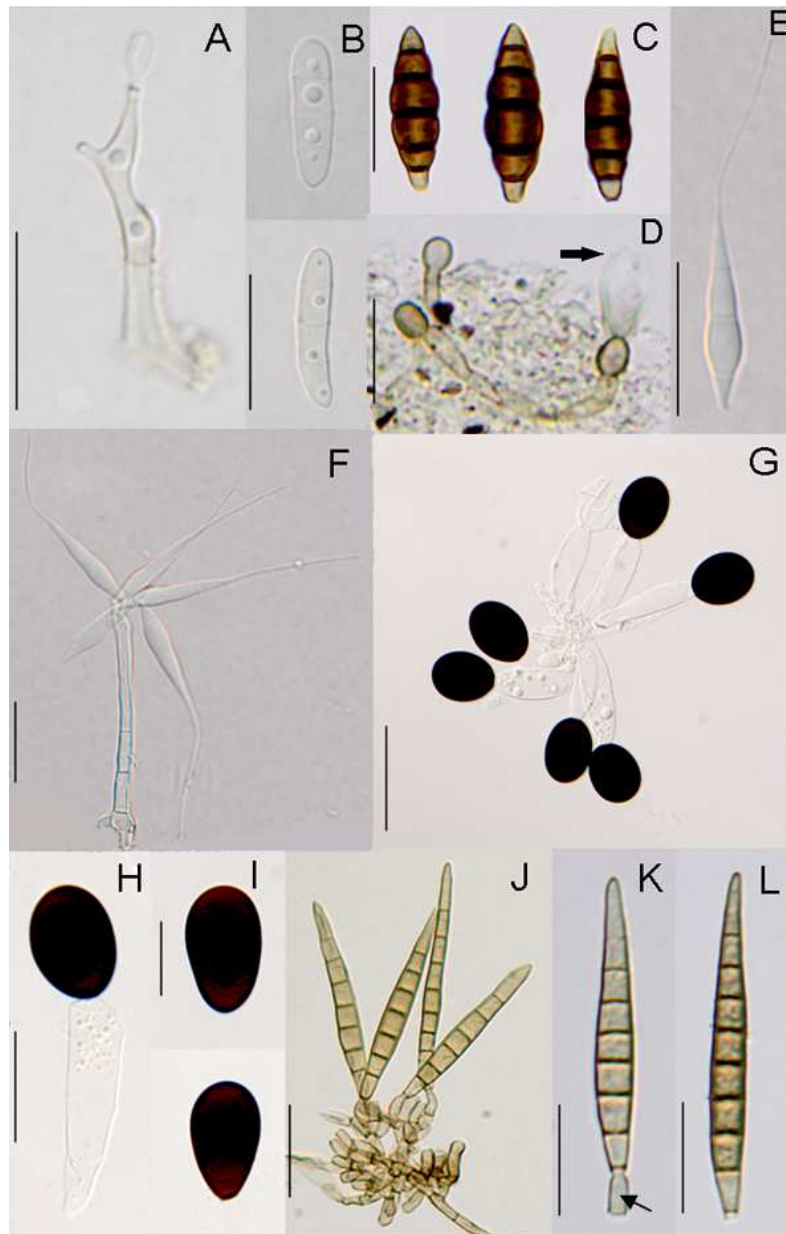
*Vanakripa fasciata* R. F. Castañeda, M. Stadler & Decock, Mycotaxon 91: 343, 2005. (Fig. 2 G-I)

ESPORODÓQUIOS dispersos, pulvinados, negros. CONIDIÓFOROS mononemáticos, micronemáticos, lisos, hialinos. CÉLULAS CONIDIOGÊNICAS integradas, determinadas, cilíndricas, hialinas. Células separadoras clavadas, multigutuladas em direção ao ápice, lisas, hialinas, 40–50 × 10–12,5 µm. CONÍDIOS solitários, unicelulares, elipsoidais a largamente fusiformes, arredondados no ápice, lisos, castanhos a castanho-escuros, 30–37,5 × 17,5–25 µm, sempre com uma zona central escura formando uma banda.

**Material examinado:** Brasil. Pará: Belém, Parque Estadual do Utinga, sobre galho em decomposição submerso, 28-X-2011, J.S. Monteiro s.n. (HUEFS 197719).

**Distribuição geográfica:** Argentina (Capdet & Romero, 2012), Cuba (Castañeda Ruiz *et al.*, 2005).

**Comentários:** *Vanakripa* Bhat, W. B. Kendr. & Nag Raj foi proposto por Bhat & Kendrick (1993), sendo *V. gigaspora* Bhat, W. B. Kendr. & Nag Raj a espécie-tipo. Atualmente, sete espécies estão incluídas neste gênero, diferenciadas entre si quanto à morfologia do conídio e tamanho das células separadoras (Leão-Ferreira *et al.*, 2013). *Vanakripa fasciata* é facilmente distinguida das outras espécies pelos conídios elipsoidais a fusiformes que apresentam uma zona central escura. O material brasileiro examinado concordou com descrição fornecida por Castañeda Ruiz *et al.* (2005), apesar das maiores dimensões dos conídios e das células separadoras.



**Fig. 2.** *Neta quadriguttata*. A. conidióforo; B. conídios. *Polyschema amoenum*. C. conídios; D. células conidiogênicas e conídio em formação (seta). *Subulispora argentina*. E. conídio; F. conidióforo e conídios. *Vanakripa fasciata*. G. aspecto geral; H. célula separadora e conídio; I. conídios. *Verticicladius amazonensis*. J. conidióforos ramificados e conídios; K. parte da célula conidiogênica presa ao conídio (seta); L. conídio. Barras = 50  $\mu\text{m}$  (G); 20  $\mu\text{m}$  (A-F, H-L).

*Verticicladius amazonensis* Matsush., Matsush. Mycol. Memoirs 7: 72, 1993. (Fig. 2 J-L)

CONIDIÓFOROS macronemáticos, mononemáticos, ramificados, eretos, retos, cilíndricos, lisos, castanhos, 17,5–27,5  $\times$  2,5–3,5  $\mu\text{m}$ . CÉLULAS CONIDIOGÊNICAS monoblásticas, distintas, 3–5 células dispostas em verticilos, cilíndricas, lisas, castanho-claras, 6–12,5  $\times$

2,5–3,5  $\mu\text{m}$ . SECESSÃO rexolítica. CONÍDIOS solitários, cilíndricos, atenuados no ápice, 6–9 septos, lisos, castanho-claros, 42,5–72,5 (–77,5)  $\times$  5–6  $\mu\text{m}$ .

**Material examinado:** Brasil. Pará: Belém, Ilha do Combu, sobre galho em decomposição submerso, 29-X-2011, J.S. Monteiro s.n. (HUEFS 197724); Parque Estadual do Utinga, sobre folha em decomposição submersa, 09-I-2013, J.S. Monteiro s.n. (HUEFS 197722).

**Distribuição geográfica:** Peru (Matsushima, 1993).

**Comentários:** *Verticicladius* foi proposto por Matsushima (1993) e se caracteriza pelos conidióforos ramificados, células conidiogênicas monoblásticas, dispostas em verticilos e conídios cilíndricos a cilíndrico-fusiformes, euseptados ou distoseptados e secessão rexolítica. Apenas duas espécies estão descritas: *V. amazonensis* Matsush. (espécie-tipo) e *V. subiculifer* Matsush. Esta última se diferencia pelos conídios menores, com 4–8 distoseptos; em *V. amazonensis* os septos são verdadeiros (Matsushima, 1996). O material brasileiro apresentou conídios menores em relação ao espécime-tipo, mas concordou com as outras características descritas por Matsushima (1993). Este representa o segundo registro mundial desta espécie, também em ambiente amazônico.

## Conclusões

Estes resultados demonstram que várias espécies de fungos conidiais atuam como decompositores do material vegetal acumulado em corpos d'água nas áreas de estudo. O número significativo de novos registros para o Brasil indica que estas espécies apresentam ampla distribuição geográfica e reflete a escassez de estudos e falta de especialistas nesta região. Os ambientes aquáticos da Amazônia brasileira apresentam alta diversidade de fungos conidiais.

## Agradecimentos

Os autores agradecem ao Dr. Rafael F. Castañeda Ruiz pela confirmação de algumas espécies. A primeira autora agradece à Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) pela bolsa de doutorado concedida através do Programa de Pós-graduação em Biologia de Fungos. Este trabalho foi financiado pelo Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq) (LFP Gusmão, Proc. 305413/2011-2). Agradecemos ao suporte técnico oferecido pelo Laboratório de Micologia (LAMIC) da Universidade Estadual de Feira de Santana.

**Tabela 1.** Fungos conidiais para o Bioma Amazônia e Brasil na ilha do Combu, Gunma e Utinga, fragmentos florestais da Região Metropolitana de Belém. Fo = Folhas, G = Galhos. Novos registros para o Brasil (\*).

Fungos conidiais	Combu		Gunma		Utinga	
	Fo	Ga	Fo	Ga	Fo	Ga
<i>Actinocladium verruculosum</i> W.P. Wu				X		
<i>Arthrotrichum oligospora</i> Fresen.	X					
<i>Bactrodesmium atrum</i> M.B. Ellis						X
<i>B. longisporum</i> M.B. Ellis	X	X				X
<i>Beltrania africana</i> S. Hughes						X
<i>Brachiosphaera tropicalis</i> Nawawi			X			X
<i>Brachydesmiella caudata</i> V. Rao & de Hoog			X		X	X
<i>Cacumisporium pleuroconidiophorum</i> (Davydkina & Melnik) R.F. Castañeda et al.			X			X
<i>C. tropicale</i> R.F. Castañeda, Gusmão & Stchigel.					X	X
<i>Camposporidium cristatum</i> Nawawi & Kuthub.	X				X	
<i>Camposporium antennatum</i> Hark.	X		X			
<i>Cancellidium applanatum</i> Tubaki	X	X	X	X	X	X
<i>Candelabrum brocchiatum</i> Tubaki	X	X		X	X	X
<i>Chaetendophragma triangularis</i> Matsush.	X	X				
<i>Chaetopsina polyblastia</i> Samuels						X
<i>Chloridium obclaviforme</i> J. Mena & Mercado				X		X
* <i>Conioscypha varia</i> Höhn.		X				
<i>Craspedodidymum cubense</i> J. Mena & Mercado				X		X
<i>Cryptophialoidea ramosa</i> G. Delgado, J. Mena & Gene				X		
* <i>Dactylaria argentina</i> (Aramb. & Mengasc.) Cabello & Cazau				X		
<i>D. candidula</i> (Höhn.) G.C. Bhatt & W.B. Kendr.		X	X	X	X	X
<i>D. chrysoesperma</i> (Sacc.) G.C. Bhatt & W.B. Kendr.		X				
<i>D. ficusicola</i> B. Paulus, P. Gadek & K.D. Hyde					X	
* <i>D. inaequilatera</i> Matsush.	X	X				X
<i>D. saccardoana</i> F.R. Barbosa & Gusmão	X					
<i>Dendrosporium lobatum</i> Plakidas & Edgerton ex Crane	X	X				
<i>Dictyochaeta aciculata</i> S.S. Silva & Gusmão				X		
<i>D. subfuscospora</i> Kuthub. & Nawawi				X		
<i>Dictyochaetopsis menisporoides</i> (Hol.-Jech.) Aramb. & Cabello	X	X				
<i>Dinemasporium lanatum</i> Nag Raj & R.F. Castañeda	X		X		X	
* <i>D. strigosum</i> (Pers.) Sacc.	X		X	X		X
<i>Dischloridium inaequiseptatum</i> (Matsush.) Hol.-Jech.				X		
<i>Ellisemia bambusae</i> (M.B. Ellis) W.P. Wu	X	X			X	
<i>E. bambusicola</i> (M.B. Ellis) J. Mena & G. Delgado		X				
<i>E. flagelliformes</i> (Matsush.) W.P. Wu		X			X	
* <i>E. minigelatinosa</i> (Matsush.) W.P. Wu	X	X			X	X
* <i>Endophragma oblonga</i> (Matsush.) S. Hughes	X	X				
* <i>Fusichalara novae-zelandiae</i> S. Hughes & Nag Raj				X		
<i>Gonytrichum macrocladum</i> (Sacc.) S. Hughes		X				
* <i>Helicodendron amazonense</i> Matsush.		X				
<i>Helicomycetes roseus</i> Link	X	X	X	X	X	X
* <i>Helicoön peruamazonense</i> Matsush.	X	X				
<i>Helicosporium pannosum</i> (Berk. & M.A. Curtis) R.T. Moore	X	X				X
<i>H. virescens</i> (Pers.) Sivan.	X	X			X	X
<i>Henicospora coronata</i> B. Sutton & P.M. Kirk			X			
<i>Hypodiscosia jaipurensis</i> Lodha & K.R.C. Reddy					X	
<i>Idriella ramosa</i> Matsush.	X		X			
<i>Ingoldiella hamata</i> D.E. Shaw	X	X	X	X		
<i>Isthmolongispora quadricellularia</i> Matsush.	X		X			
<i>Janetia curviapicis</i> Goh & K.D. Hyde					X	
* <i>Kendrickiella phycomyces</i> (Auersw.) K. Jacobs & M.J. Wingf.				X	X	
<i>Kionochaeta spissa</i> P.M. Kirk & B. Sutton			X	X		
<i>Kylindria triseptata</i> (Matsush.) DiCosmo, S.M. Berch. & W.B. Kendr.				X		



Tabela 1. Continuação

Fungos conidiais	Combu		Gunma		Utinga	
	Fo	Ga	Fo	Ga	Fo	Ga
<i>Lauriomyces sakaeratensis</i> Somrith., Kosol & E.B.G. Jones			X	X	X	X
<i>Mariannaea elegans</i> (Corda) Samson	X	X		X		X
<i>Mirandina corticola</i> G. Arnaud	X	X			X	
* <i>Monodictys peruviana</i> Matsush.	X	X				
<i>M. putredinis</i> (Wallr.) S. Hughes	X	X			X	
<i>Monotosporella setosa</i> var. <i>setosa</i> S. Hughes				X		X
<i>Murogenella lampadiformis</i> R.F. Castañeda & W.B. Kendr.				X		
<i>Mycoleptodiscus terrestris</i> (Gerd.) Ostaz.	X		X		X	
<i>Nawawia filiformis</i> (Nawawi) Marvanová		X				
<i>N. nitida</i> Kuthub., G.M. Liew & Nawawi	X	X			X	X
* <i>Neta quadriguttata</i> Shearer		X	X		X	X
<i>Paliphora intermedia</i> Alcorn		X	X			
<i>Parasympodiella laxa</i> (Subram. & Vittal) Ponnappa	X		X			
* <i>Penzigomyces coprophilus</i> (Matsush.) Subram.	X	X			X	X
<i>Phaeoisaria clematidis</i> (Fuckel) S. Hughes	X	X	X			X
<i>P. infrafertilis</i> B. Sutton & Hodges			X			
* <i>Phalangispora nawawii</i> Kuthub.	X					
* <i>Pithomyces terricola</i> (Manohar. & P. Rama Rao) P.M. Kirk	X	X			X	
<i>Pleurophragmium malaysianum</i> Matsush.			X	X	X	X
<i>P. simplex</i> (Berk. & Broome) S. Hughes	X					
<i>Pleurothecium recurvatum</i> Höhnel		X			X	X
* <i>Polyschema amoenum</i> R.F. Castañeda, Iturr. & Minter				X	X	
<i>Q. stauroconidia</i> F.R. Barbosa & Gusmão		X				X
<i>Repetophragma fasciatum</i> (R.F. Castañeda) R.F. Castañeda, Gusmão & Saikawa	X					
<i>R. filiferum</i> (Piroz.) R.F. Castañeda, Gusmão & Heredia	X	X				
<i>Rhexoacrodictys erecta</i> (Ellis & Everh.) W.A. Baker & Morgan-Jones	X	X			X	X
* <i>R. queenslandica</i> (Matsush.) W.A. Baker & Morgan-Jones	X					
<i>Selenodriella ponmudiensis</i> (Varghese & V.G. Rao) R.F. Castañeda & Saikawa			X			
<i>Selenosporella perramosa</i> (W.B. Kendr. & R.F. Castañeda) R.F. Castañeda	X	X	X		X	
<i>Speiopsis pedatospora</i> Tubaki	X					
<i>S. scopiformis</i> Kuthub. & Nawawi	X		X		X	
<i>Sporendocladia foliicola</i> (P.M. Kirk) M.J. Wingf.			X			
<i>Sporidesmiella garciniae</i> Matsush.					X	
<i>S. hyalosperma</i> (Corda) P.M. Kirk	X	X			X	
<i>S. parva</i> var. <i>palauensis</i> (M.B. Ellis) P.M. Kirk	X		X			
* <i>Sporidesmium parvum</i> (S. Hughes) M.B. Ellis		X				
<i>Sporoschisma juvenile</i> Boud.		X				
<i>Subulispora procurvata</i> Tubaki			X	X	X	
<i>Thozetella buxifolia</i> Allegr., Cazau, Cabello & Aramb.	X	X	X	X	X	
<i>T. falcata</i> B.C. Paulus, Gadek & K.D. Hyde	X	X	X	X	X	
<i>T. gigantea</i> B.C. Paulus, Gadek & K.D. Hyde	X	X	X			
<i>T. submersa</i> F.R. Barbosa & Gusmão	X	X	X	X		
<i>Torula herbarum</i> (Pers.) Link					X	
<i>Triscelophorus acuminatus</i> Nawawi	X		X		X	
* <i>Vanakripa fasciata</i> R.F. Castañeda, M. Stadler & Decock						X
<i>V. inexpectata</i> S.M. Leão & Gusmão						X
* <i>Verticicladus amazonensis</i> Matsush.		X				X
<i>Virgariella atra</i> S. Hughes				X		X
<i>Xylomyces chlamydosporis</i> Goos, R.D. Brooks & Lamore	X	X	X	X		X
<i>Zanclospora brevispora</i> S. Hughes & W.B. Kendr.	X					
<i>Z. indica</i> Subram. & Vittal	X					
<i>Zelodactylaria verticillata</i> A.C. Cruz, Gusmão & R.F. Castañeda		X				
<b>Total</b>	<b>52</b>	<b>51</b>	<b>34</b>	<b>29</b>	<b>36</b>	<b>35</b>

#### 4.10. FUNGOS CONIDIAIS AQUÁTICO-FACULTATIVOS NA AMAZÔNIA ORIENTAL. II. NOVOS REGISTROS PARA O CONTINENTE SUL-AMERICANO<sup>10</sup>

**Resumo:** (Fungos conidiais aquático-facultativos na Amazônia Oriental. II. Novos registros para o continente sul-americano). Estudos taxonômicos sobre fungos conidiais em ambientes aquáticos na Amazônia são escassos, apesar da diversidade de habitats que podem ser explorados. O objetivo deste trabalho é descrever e ilustrar espécies de fungos conidiais associados ao material vegetal submerso em três fragmentos florestais da Região Metropolitana de Belém, Pará, que constituem novos registros para América do Sul. Coletas de substratos vegetais submersos em decomposição foram realizadas entre abril/2011 e janeiro/2013. Como parte dos resultados foram encontrados 22 novos registros para a América do Sul. Para 14 espécies foram apresentadas descrições, ilustrações, distribuição geográfica e comentários, por existir poucos registros em literatura. Para as outras espécies são apresentadas apenas breves descrições. *Acumispora verruculosa* Heredia, R.F. Castañeda & R.M. Arias, *Bactrodesmium novageronensis* R.F. Castañeda, *Camposporidium hughesii* R.F. Castañeda & Guarro, *Chalara caribensis* Hol.-Jech., *Phaeoisaria aguilerae* R.F. Castañeda, S. Velázquez & Cano e *Selenodriella intermedia* R.F. Castañeda & Kendr. estão sendo registradas pela segunda vez no mundo.

**Palavras-chave:** Ambiente aquático, Ascomycota, hifomicetos, taxonomia.

**Abstract:** (Facultative-aquatic conidial fungi in Eastern Amazon. II. New records for South American continent). Taxonomic studies of conidial fungi in freshwater environments in the Brazilian Amazon are inexistent, although there are many habitats that can be explored. The objective of this study was to describe and illustrate the species of conidial fungi associated with submerged dead plant debris at three forests fragments in the Belém County, Pará State, which are new records for South America. Collections of submerged dead plant debris were made from April 2011 to January 2013. As partial result of this study, 22 new records of conidial fungi were found for South America. To 14

---

<sup>10</sup> Trabalho a ser submetido para publicação como Monteiro, J.S., Gusmão, L.F.P. 2014. Fungos conidiais aquático-facultativos na Amazônia oriental. II. Novos registros para o continente sul-americano. *Acta Botanica Brasilica*.

species are given descriptions, commentaries, geographic distribution and illustrations, because there are few records in the literature. For the others species are presented brief descriptions. *Acumispora verruculosa* Heredia, R.F. Castañeda & R.M. Arias, *Bactrodesmium novageronensis* R.F. Castañeda, *Camposporidium hughesii* R.F. Castañeda & Guarro, *Chalara caribensis* Hol.-Jech., *Phaeoisaria aguilerae* R.F. Castañeda, S. Velásquez & Cano and *Selenodriella intermedia* R.F. Castañeda & Kendr. are recorded for the second time for the world.

**Key words:** Ascomycota, freshwater environment, hyphomycetes, taxonomy.

### Introdução

Os ambientes aquáticos de água doce representam 0,01% de toda água disponível no planeta e podem ser divididos em ambientes lênticos (lagos, lagoas, pântanos, etc.) e ambientes lóticos (córregos, rios, riachos, etc.) (Dudgeon *et al.*, 2006). Nesses ambientes a principal fonte de carbono e energia provém de material vegetal alóctone, incluindo folhas, galhos, troncos, frutos e flores presentes na vegetação ripária, que circunda rios e riachos em florestas (Abelho, 2001). O transporte desse material pode ocorrer diretamente através de queda ou indiretamente pela ação do vento, chuva ou outros agentes que levam o material depositado no chão da floresta para o corpo d'água (Elosegi & Pozo, 2005).

Representantes dos mais diversos grupos de fungos estão presentes no ambiente aquático como quitridiomycetos, ascomycetos, fungos conidiais, basidiomycetos, zigomicetos e tricomycetos, estes associados ao trato digestivo de larvas de insetos com vida aquática (Goh & Hyde, 1996). Os fungos participam da decomposição do material vegetal acumulado no ambiente aquático, disponibilizando diversos nutrientes a partir de substâncias complexas como celulose, hemicelulose, lignina e pectina (Abdel-Raheem & Ali, 2004; Lecerf & Chauvet, 2008). Também contribuem significativamente para a nutrição de vários organismos em diferentes níveis tróficos, como insetos aquáticos, por modificar a palatabilidade e a maceração das folhas (Bärlocher, 1997).

Os fungos conidiais são encontrados em ambientes aquáticos, e seus representantes são divididos em três grupos ecológicos, segundo o modo de esporulação e crescimento micelial: fungos ingoldianos, fungos aeroaquáticos e fungos aquático-facultativos (Goh & Hyde, 1996). Os fungos ingoldianos são capazes de esporular dentro d'água e seus conídios apresentam formas adaptadas para a colonização e dispersão na água, como conídios ramificados ou sigmóides (Ingold, 1975). Os fungos aeroaquáticos suportam

condições submersas, mas esporulam somente na superfície da água, produzindo estruturas reprodutivas modificadas como conídios helicoidais ou clatróides, que permitem o armazenamento de ar para flutuação (Beverwijk 1951). Os fungos aquático-facultativos, por sua vez, não apresentam formas especializadas para a dispersão na água, com raras exceções; e comumente colonizam substratos vegetais terrestres e esporadicamente substratos submersos (Goh & Hyde, 1996).

Os fungos conidiais aquático-facultativos são bem estudados em ambientes aquáticos de algumas regiões tropicais em países como China e Tailândia (Zhang *et al.*, 2011a; Hu *et al.*, 2013). No Brasil, o bioma Caatinga apresenta maior registro de fungos conidiais aquático-facultativos (Almeida *et al.*, 2012; Barbosa *et al.*, 2013; Silva & Gusmão, 2013). Para a Amazônia, apenas recentemente foi publicado um estudo descrevendo novas espécies e registros destes fungos em ambientes aquáticos desse bioma (Monteiro & Gusmão, 2013). Portanto, estudos taxonômicos abordando fungos conidiais na Amazônia são escassos e pontuais, apesar das inúmeras áreas disponíveis, muitas delas sofrendo intensa pressão antrópica. Este trabalho teve por objetivo apresentar descrições, distribuição geográfica, comentários e ilustrações para as espécies de fungos conidiais coletadas em corpos d'água de fragmentos florestais na Região Metropolitana de Belém (RMB), os quais representam novos registros para América do Sul.

### **Material e métodos**

O presente estudo foi realizado em três fragmentos florestais pertencentes à Região Metropolitana de Belém (RMB), Estado do Pará. Oito expedições de coleta foram realizadas no Parque Estadual do Utinga (1°25'S e 48°27'W), Área de Proteção Ambiental Ilha do Combu (1°29'20"S e 48°25'54"W) e Parque Ecológico de Gunma (1°13'86"S e 48°17'41"W) no período de abril/2011 a janeiro/2013. Foram coletadas amostras de material vegetal submerso em decomposição (folhas e galhos) em três cursos d'água em cada área de estudo. O material coletado foi submetido à técnica de lavagem em água corrente e mantido em câmara-úmida a temperatura ambiente (Castañeda Ruiz, 2005). Durante 30 dias o material foi observado em estereomicroscópio, sendo as estruturas reprodutivas dos fungos retiradas com auxílio de agulhas de ponta fina e transferidas para lâminas contendo resina PVL (álcool polivinílico + lactofenol). A identificação foi realizada pela medição das estruturas reprodutivas de importância taxonômica em microscópio óptico (Axioscop Zeiss) e de consulta a literatura especializada. Lâminas foram depositadas no Herbário da Universidade Estadual de Feira de Santana (HUEFS) e

duplicatas no Herbário Pe. Camille Torrend (URM) da Universidade Federal de Pernambuco.

### Resultados e discussão

*Acumispora verruculosa* Heredia, R.F. Castañeda & R.M. Arias, Mycotaxon 101: 90, 2007. Fig. 1A-C

CONIDIÓFOROS macronemáticos, mononemáticos, solitários, simples, eretos, retos, septados, lisos, castanho-claros,  $17,5\text{--}25 \times 2,5\text{--}3,75 \mu\text{m}$ . CÉLULAS CONIDIOGÊNICAS mono ou poliblasticas, integradas, terminais, indeterminadas, simpodiais, denticuladas, castanho-claras. CONÍDIOS solitários, acrógenos e laterais, oblavados a levemente ovais, 2-septados, constrictos nos septos, célula apical rostrada, verruculosos, castanho-claros,  $30\text{--}37,5 \times 5\text{--}7,5 \mu\text{m}$ .

**Material examinado:** Brasil. Pará: Belém, Ilha do Combu, sobre folha em decomposição submersa, 6-VIII-2011, J.S. Monteiro s.n. (HUEFS 197725).

**Distribuição geográfica:** México (Heredia *et al.*, 2007).

**Comentários:** *Acumispora* Matsush. apresenta quatro espécies descritas, *A. biseptata* Matsush., *A. phragmospora* Matsush., *A. uniseptata* Matsush. e *A. verruculosa*, que podem ser separadas quanto ao número de septos e ornamentação da parede conidial (Heredia *et al.*, 2007). *Acumispora biseptata* é similar a esta espécie, exceto pelos conídios menores e lisos (Matsushima, 1980). O material analisado apresentou conidióforos menores ( $17,5\text{--}25 \mu\text{m}$ ) e conídios que alcançaram até  $37,5 \mu\text{m}$  de comprimento, mas concordou com as demais características registradas no espécime-tipo (Heredia *et al.*, 2007). Este representa o segundo registro mundial da espécie, também em folhas em decomposição submersas.

*Anungitea uniseptata* Matsush., Icones Microfungorum a Matsushima Lectorum, p. 8, 1975. Fig. 1D-E

CONIDIÓFOROS macronemáticos, mononemáticos, solitários, simples, eretos, retos ou levemente flexuosos, septados, cilíndricos, lisos, castanhos,  $85\text{--}127,5 \times 4\text{--}5 \mu\text{m}$ . CÉLULAS CONIDIOGÊNICAS integradas, terminais, simpodiais, denticuladas, castanho-claras,  $22,5\text{--}40 \times 4\text{--}5 \mu\text{m}$ , com dentículos cônicos. CONÍDIOS em cadeias acrópetas, 2–3 por cadeia, 1-septados, cilíndricos, base truncada, ápice arredondado, gutulados, lisos, hialinos,  $17,5\text{--}20 \times 2,5\text{--}3 \mu\text{m}$ .

**Material examinado:** Brasil. Pará: Belém, Ilha do Combu, sobre galho em decomposição submerso, 31-VII-2012, J.S. Monteiro (HUEFS 197727).

**Distribuição geográfica:** Cuba (Delgado-Rodriguez & Mena Portales, 2004), Japão (Matsushima, 1975), Itália (Lunghini *et al.*, 2013).

**Comentários:** *Anungitea* B. Sutton foi introduzido por Sutton (1973) e apresenta células conidiogênicas simpodiais, denticuladas, que produzem conídios em cadeias acrópetas, não ramificadas. Atualmente estão descritas 14 espécies em *Anungitea*, com uma chave para 13 destas espécies (Castañeda Ruiz *et al.*, 1997b). *Anungitea uniseptata* é similar a *A. heterospora* P.M. Kirk (Kirk, 1983) quanto à forma conidial, mas difere por apresentar conídios maiores ( $12-17 \times 2-2,8$  e  $8-9,5 \times 2,5-3$ , respectivamente). Os espécimes brasileiros concordaram com a descrição de Matsushima (1975), exceto pelos conidióforos e conídios maiores ( $85-127,5 \times 4-5 \mu\text{m}$  e  $17,5-20 \times 2,5-3 \mu\text{m}$ , respectivamente). Este representa o primeiro registro da espécie em material vegetal submerso.

*Bactrodesmium novageronensis* R.F. Castañeda, Deuteromycotina de Cuba, Hyphomycetes, II: 2, 1985. Fig. 1F-G

ESPORODÓQUIOS dispersos, castanho-claros, brilhantes. CONIDIÓFOROS macronemáticos, mononemáticos, eretos, retos, simples, septados, lisos, subhialinos,  $15-27,5 \times 4-5 \mu\text{m}$ . CÉLULAS CONIDIOGÊNICAS monoblásticas, cilíndricas, terminais,  $10-17,5 \times 5-7,5 \mu\text{m}$ . CONÍDIOS acrógenos, obovóides a subglobosos, 1-septados, paredes espessas, lisos, castanho-claros, subhialinos no centro,  $17,5-22,5 \times 12,5-17,5 \mu\text{m}$ ; células basais  $4-5 \times 7,5-10 \mu\text{m}$ , células apicais  $10-15 \times 11-14 \mu\text{m}$ .

**Material examinado:** Brasil. Pará: Belém, Parque Estadual do Utinga, sobre folha em decomposição submersa, 4-VIII-2011, J.S. Monteiro s.n. (HUEFS 197729).

**Distribuição geográfica:** Cuba (Castañeda Ruiz, 1985).

**Comentários:** Atualmente estão descritas 43 espécies em *Bactrodesmium* Cooke, a maioria crescendo sobre material lenhoso como galhos e cascas (Hernández-Restrepo *et al.*, 2013). Em *B. novageronensis* os conídios possuem paredes espessas, 1-septo e células conidiais de tamanhos desiguais, características que a distinguem das outras espécies no gênero. Os espécimes brasileiros concordaram com a descrição de Castañeda Ruiz (1985), exceto pelas maiores dimensões dos conidióforos e conídios. Este representa o segundo registro mundial da espécie.

*Camposporidium hughesii* R.F. Castañeda & Guarro, Canadian Journal of Botany 76 (9): 1588, 1999. Fig. 1H

CONIDIÓFOROS macronemáticos, mononemáticos, solitários, eretos, retos, simples, septados, lisos, castanhos a castanho-claros,  $20\text{--}25 \times 4\text{--}5 \mu\text{m}$ , às vezes reduzidos à células conidiogênicas. CÉLULAS CONIDIOGÊNICAS monoblásticas, integradas, terminais, castanho-claras, com extensão percorrente. CONÍDIOS acrógenos, fusiformes a cilíndrico-fusiformes, truncados na base, atenuados no ápice,  $11\text{--}14$ -septados, verrucosos exceto na célula basal,  $82\text{--}93 \times 8\text{--}10 \mu\text{m}$ . Apêndices apicais, filiformes, subhialinos,  $1\text{--}2$ ( $3$ ) septados, não ramificados ou com uma ramificação próxima a base;  $2\text{--}4$  apêndices subapicais, presentes na célula apical ou penúltima célula conidial, filiformes, subhialinos, não septados,  $40\text{--}105 \times 1\text{--}1,5 \mu\text{m}$ .

**Material examinado:** Brasil. Pará: Belém, Parque Estadual do Utinga, sobre folha em decomposição submersa, 30-VII-2012, J.S. Monteiro s.n. (HUEFS 197732).

**Distribuição geográfica:** Cuba (Castañeda Ruiz & Guarro, 1998).

**Comentários:** *Camposporidium* foi proposto por Nawawi & Kuthubutheen (1988a) e apresenta apenas três espécies descritas: a espécie tipo *C. cristatum* Nawawi & Kuthub., *C. ghindense* (Bhat) R.F. Castañeda, Guarro & Cano e *C. hughesii* (Seifert *et al.*, 2011). Estas espécies se diferenciam quanto à forma, tamanho, septação e número de apêndices. *Camposporidium hughesii* é próxima de *C. cristatum*, mas esta última tem conídios cilíndricos,  $9\text{--}12$  distoseptados, com  $4\text{--}7$  apêndices apicais (Nawawi & Kuthubutheen, 1988a). O espécime brasileiro apresentou apêndices septados e maiores (até  $105 \mu\text{m}$  de comprimento), concordando com as demais características do material tipo (Castañeda Ruiz & Guarro, 1998). Este é o segundo registro mundial desta espécie, também em material vegetal submerso.

*Canalisporium elegans* Nawawi & Kuthub., Mycotaxon 34: 479, 1989.

CONÍDIOS muriformes,  $5\text{--}6$  septos transversais,  $4\text{--}6$  septos longitudinais,  $40\text{--}55 \times 37,5\text{--}45 \mu\text{m}$ .

**Material examinado:** Brasil. Pará: Belém, Ilha do Combu, sobre galho em decomposição submerso, 29-X-2011, J.S. Monteiro s.n. (HUEFS 197733).

**Descrições e ilustrações:** Nawawi & Kuthubutheen (1989), Goh *et al.* (1998b).

**Distribuição geográfica:** Malásia (Nawawi & Kuthubutheen, 1989), Polônia (Czeczuga & Orłowska, 1997), Brunei (Goh *et al.*, 1998), Tailândia (Sivichai *et al.*, 2000), Panamá (Ferrer & Shearer, 2005).

*Canalisporium pulchrum* (Hol.-Jech. & Mercado) Nawawi & Kuthub., Mycotaxon 34: 475, 1989.

CONÍDIOS muriformes, 4–5 septos transversais, 2-septos longitudinais, 32,5–40 × 20–22,5 µm.

**Material examinado:** Brasil. Pará: Belém, Ilha do Combu, sobre galho em decomposição submerso, 5-IV-2011, J.S. Monteiro s.n. (HUEFS 197735).

**Descrições e ilustrações:** Nawawi & Kuthubutheen (1989), Goh *et al.* (1998b).

**Distribuição geográfica:** Cuba (Holubová-Jechová & Mercado-Sierra, 1984), Índia, Malásia (Nawawi & Kuthubutheen, 1989), México (Heredia *et al.*, 1997), Polônia (Czeczuga & Orłowska, 1997), Austrália, Brunei, China (Goh *et al.*, 1998), Tailândia (Sivichai *et al.*, 2000), EUA, Panamá (Ferrer & Shearer, 2005).

*Chalara caribensis* Hol.-Jech., Mycotaxon 15: 281, 1982. Fig. 11

CONIDIÓFOROS macronemáticos, mononemáticos, solitários, eretos, retos ou levemente flexuosos, simples, cilíndricos, septados, lisos, castanhos, se tornando mais claros em direção ao ápice, 80–105 × 3,5–5 µm. CÉLULAS CONIDIOGÊNICAS fialídicas, integradas, terminais, subcilíndricas, castanho-claras, 20–30 × 4–5 µm; ventres subcilíndricos, 12–21 × 4–5 µm; colaretes subcilíndricos, 8–15 × 3–4 µm; transição do ventre para o colarete gradual. CONÍDIOS enteroblásticos, em cadeias, não septados, cilíndricos a levemente clavados, ápice arredondado, base truncada com diminuto *frill* marginal, lisos, hialinos, 7–11 × 2–3 µm.

**Material examinado:** Brasil. Pará: Belém, Ilha do Combu, sobre galho em decomposição submerso, 18-01-2012, J.S. Monteiro s.n. (HUEFS 197738).

**Distribuição geográfica:** Cuba (Holubová-Jechová, 1982).

**Comentários:** *Chalara* (Corda) Rabenh. compreende espécies caracterizadas por células conidiogênicas fialídicas, compostas por um ventre e colarete longo ou curto, e conídios usualmente hialinos, cilíndricos, 0-multiseptados, liberados em longas cadeias (Nag Raj & Kendrick, 1975). Estudos filogenéticos revelaram que este gênero é polifilético apresentando teleomorfos pertencentes a diferentes ordens de ascomicetos (Reblová *et al.*, 2011). *Chalara caribensis* apresenta similaridades com *C. nothofagi* Nag Raj & Kendrick, mas esta espécie possui conidióforo, fiálide e conídio com maiores dimensões (Holubová-Jechová, 1982). O material brasileiro concordou com a descrição original da espécie, porém apresentou dimensões menores, à exceção do colarete mais longo (8–15 µm). Este



representa o primeiro registro desta espécie em material vegetal submerso. Este representa o segundo registro mundial da espécie e o primeiro em material vegetal submerso.

*Dactylaria hemibeltranioidea* R. F. Castañeda & W. B. Kendr., University of Waterloo Biology Series 35: 27, 1991. Fig. 1J-K

CONIDIÓFOROS macronemáticos, mononemáticos, solitários, simples, eretos, retos, cilíndricos, septados, lisos, castanhos, se tornando mais claros em direção ao ápice, 37,5–60 × 2,5–4 µm. CÉLULAS CONIDIOGÊNICAS poliblasticas, integradas, terminais, simpodiais, cilíndricas, castanho-claras, 15–27 × 2,5 µm; com dentículos cilíndricos, conspícuos. CONÍDIOS solitários, fusiformes a cilíndricos, 0-septados ou raramente 1-septado, lisos, hialinos ou levemente coloridos, 12,5–17,5 × 2–2,5 µm.

**Material examinado:** Brasil. Pará: Belém, Ilha do Combu, sobre folha em decomposição submersa, 18-X-2012, J.S. Monteiro s.n. (HUEFS 197739).

**Distribuição geográfica:** Cuba (Castañeda Ruiz & Kendrick, 1991), Tailândia (Pinruan *et al.*, 2007).

**Comentários:** Castañeda Ruiz & Kendrick (1991) descreveram *D. hemibeltranioidea* sobre folhas mortas de *Stigmaphyllon sagraeanum* A. Juss. em Cuba. Esta espécie apresenta conídios 0-septados, fusiformes, cilíndricos a naviculados e simétricos, que a diferencia de *D. havanensis* R.F. Castañeda. Em *D. havanensis* os conídios são cilindro-clavados, assimétricos e menores, além disso, os conidióforos são hialinos (Castañeda Ruiz, 1988). O material examinado possui conidióforos mais estreitos que os descritos no espécime-tipo por Castañeda Ruiz & Kendrick (1991). Este representa o primeiro registro da espécie em material vegetal submerso.

*Diplococcium laxusporum* R.F. Castañeda & W.B. Kendr., University of Waterloo Biology Series 35: 47, 1991. Fig. 1L-M

CONIDIÓFOROS macronemáticos, mononemáticos, solitários, eretos, retos ou levemente flexuosos, simples, septados, lisos, ápices arredondados, castanhos, 172,5–195 × 7,5–10 µm. CÉLULAS CONIDIOGÊNICAS politréticas, integradas, terminais e intercalares, determinadas, lisas, castanhas. CONÍDIOS formados em curtas cadeias, elipsoidais, 2-septos transversais, levemente constrictos, ápice arredondado, base levemente afilada com uma cicatriz formada pela liberação do conídio, lisos, células centrais geralmente castanho-escuras, células terminais mais claras, 16–19 × 6–8 µm.

**Material examinado:** Brasil. Pará: Belém, Parque Ecológico de Gunma, sobre galho em decomposição submerso, 5-VIII-2011, J.S. Monteiro s.n. (HUEFS 197740).

**Distribuição geográfica:** Cuba (Castañeda & Kendrick, 1991), México (Heredia *et al.*, 2012).

**Comentários:** *Diplococcium* Grove é um gênero polifilético e relacionado a membros de Dothideomycetes ou Leotiomycetes (Seifert *et al.*, 2011). Apresenta conidiogênese similar a *Spadicoides* S. Hughes, se distinguindo pela presença de conídios catenados ao invés de solitários (Ellis, 1971). Hernández-Restrepo *et al.* (2012) forneceram uma chave para 27 espécies aceitas. Posteriormente, *D. livistonae* foi descrita por Ma *et al.* (2012b) na China. *Diplococcium clarkii* M.B. Ellis é similar a *D. laxusporum*, mas apresenta conídios uniformemente pigmentados, 1–3 septos não constrictos, produzidos em conidióforos ramificados (Ellis, 1976). O material examinado está de acordo com a descrição de Castañeda & Kendrick (1991), exceto pelos conidióforos e conídios menores. O espécime brasileiro constitui o primeiro registro da espécie em material vegetal submerso.

*Ellisemia magnibrachypa* (Matsush.) T.S. Santa Izabel, A.C. Cruz & Gusmão, Mycosphere 4 (2):159, 2013. Fig. 1N-O

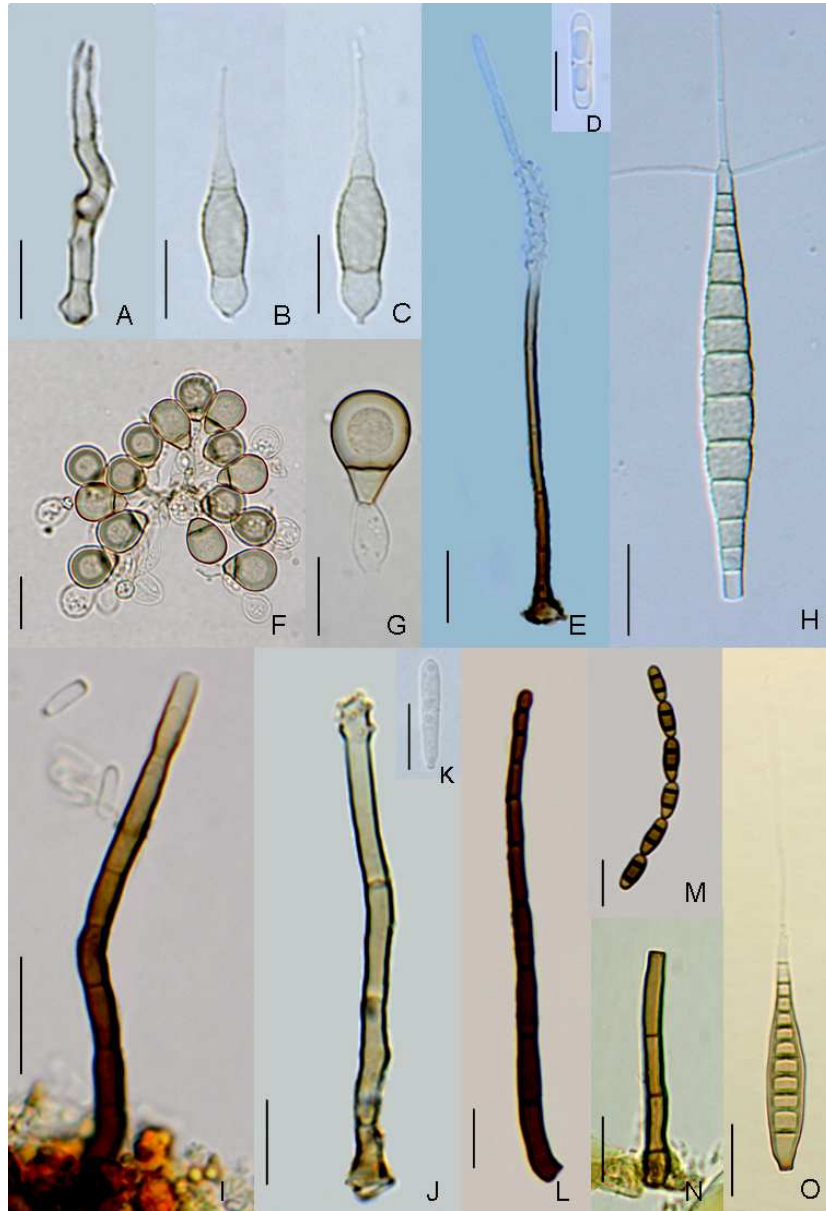
CONIDIÓFOROS macronemáticos, mononemáticos, solitários, simples, eretos, retos ou levemente flexuosos, cilíndricos, septados, lisos, castanhos a castanho-escuros,  $37,5\text{--}55 \times 4\text{--}5 \mu\text{m}$ ; base  $5\text{--}7,5 \mu\text{m}$  de largura. CÉLULAS CONIDIOGÊNICAS monoblásticas, integradas, terminais, cilíndricas, lisas, castanhas. CONÍDIOS solitários, cilindro-fusiformes, 8–11 distoseptos, lisos, castanhos,  $45\text{--}70 \times 10\text{--}12,5 \mu\text{m}$ ; célula basal truncada,  $2,5\text{--}3,5 \mu\text{m}$ ; apêndices simples ou ramificados, hialinos, 1–3-septos,  $75\text{--}150 \times 1\text{--}1,5 \mu\text{m}$ .

**Material examinado:** Brasil. Pará: Belém, Ilha do Combu, sobre galho em decomposição submerso, 6-VIII-2011, J.S. Monteiro s.n. (HUEFS 197741).

**Distribuição geográfica:** Japão (Matsushima, 1975), Porto Rico (Farr & Rossman, 2013), Tailândia (Kodsueb *et al.*, 1998).

**Comentários:** *Ellisemia* foi introduzido por Subramanian (1992) para acomodar espécies anteriormente incluídas em *Sporidesmium* Link e que apresentavam conídios distoseptados. Possui espécies ocorrendo em diversos substratos vegetais como folhas, galhos, cascas e associados a líquens como *E. lichenicola* Heuchert & U. Braun (Wu & Zhuang, 2005; Seifert *et al.*, 2011). *Ellisemia magnibrachypa* apresenta similaridades com *E. brachypus* (Ellis & Everh.) Subram., diferenciando-se desta pelo maior tamanho conidial e apêndices ramificados. O material brasileiro concordou com a descrição do

material-tipo (Matsushima, 1975), apesar dos conidióforos serem bem menores ( $37,5\text{--}55 \times 4\text{--}5 \mu\text{m}$ ) e conídios maiores ( $45\text{--}70 \mu\text{m}$  de comprimento) com apêndices que alcançaram até  $150 \mu\text{m}$  de extensão.



**Fig. 1.** A-C. *Acumispora verruculosa* – A. conidióforo; B-C. conídios. D-E. *Anungitea uniseptata* – D. conídio; E. conidióforo. F-G. *Bactrodesmium novageronensis* – F. aspecto geral do esporodóquio; G. conídio. H. *Camposporidium hughesii* – H. conídio com apêndices. I. *Chalara caribensis* – I. Conidióforo e conídios. J-K. *Dactylaria hemibeltranioidea* – J. conidióforo; K. conídio. L-M. *Diplococcium laxusporum* – L. conidióforo; M. conídios em cadeia. N-O. *Ellisembia magnibrachypa* – N. conidióforo; O. conídio com apêndice. Barras:  $20 \mu\text{m}$  (E-F, H, I, L-O);  $10 \mu\text{m}$  (A-D, G, J-K).

*Flabellospora multiradiata* Nawawi, Trans. Brit. Mycol. Soc. 66(3): 543, 1976. Fig. 2A  
CONIDIÓFOROS e CÉLULAS CONIDIOGÊNICAS não visualizadas. CONÍDIOS multirradiados, septados, hialinos, eixo principal obpiriforme,  $11\text{--}26 \times 4\text{--}5 \mu\text{m}$ , se expandindo no ápice formando uma estrutura globosa, circundada por 13–20 ramos. Ramos fusiformes, 13–15-septados, levemente constrictos nos septos, lisos, hialinos,  $90\text{--}147,5 \times 5\text{--}6 \mu\text{m}$ , ápices levemente acuminados, 2–2,5  $\mu\text{m}$  de largura.

**Material examinado:** Parque Estadual do Utinga, sobre galho em decomposição submerso, 28-X-2011, J.S. Monteiro s.n. (HUEFS 197743).

**Distribuição geográfica:** Índia (Sridhar & Kaveriappa, 1992), Malásia (Nawawi, 1976), Porto Rico (Santos-Flores & Betancourt-López, 1997), Tailândia (Sakayaroj *et al.*, 2005).

**Comentários:** *Flabellospora* é um gênero incluído entre os fungos ingoldianos que apresenta outras sete espécies descritas, sendo *F. acuminata* Descals e *F. verticillata* Alas. amplamente distribuídas (Seifert *et al.*, 2011; Farr & Rossman, 2013). Morfologicamente *F. verticillata* é muito similar a *F. multiradiata*, mas apresenta o eixo principal mais longo, com célula terminal obclavada e 4–10 ramos com 8–14 septos (Nawawi, 1976). O material brasileiro concordou com a descrição original dada por Nawawi (1976), exceto pelo eixo principal e ramos mais longos que os registrados no material malasiano.

*Gliomastix fusigera* (Berk. & Broome) C.H. Dickinson, Mycol. Pap. 115: 7, 1968.

CONIDIÓFOROS até  $200 \times 2,5\text{--}5 \mu\text{m}$ . CÉLULAS CONIDIOGÊNICAS fialídicas,  $42\text{--}62,5 \times 2\text{--}2,5 \mu\text{m}$ . CONÍDIOS  $9\text{--}12 \times 3\text{--}4 \mu\text{m}$ .

**Material examinado:** Brasil. Pará: Belém, Parque Ecológico de Gunma, sobre folha em decomposição submersa, 22-IV-2012, J.S. Monteiro s.n. (HUEFS 197745).

**Descrições e ilustrações:** Dickinson (1968), Ellis (1971).

**Distribuição geográfica:** Taiwan (Matsushima 1980), Japão (Matsushima, 1975), China, Filipinas (Hyde *et al.*, 2002), Ceilão, Nova Caledônia (Dickison, 1968), Seychelles (Matsushima, 1983), Sirilanka, EUA (Delgado, 2009), República Dominicana (Ellis, 1971).

*Helicoma palmigenum* (Penz. & Sacc.) Linder, Ann. Mo. Bot. Gard. 16: 306, 1929.

CONIDIÓFOROS  $75\text{--}205 \times 7,5\text{--}12,5 \mu\text{m}$ . CÉLULAS CONIDIOGÊNICAS  $75\text{--}20 \times 7,5\text{--}12,5 \mu\text{m}$ . CONÍDIOS helicoidais, 12–14 septados, 30–37,5  $\mu\text{m}$  de diâmetro.

**Material examinado:** Brasil. Pará: Belém, Parque Estadual do Utinga, sobre folha em decomposição submersa, 28-X-2011, J.S. Monteiro s.n. (HUEFS 197747).

**Descrições e ilustrações:** Goos (1986), Arias *et al.* (2010).

**Distribuição geográfica:** Cuba, Japão, Java (Farr & Rossman, 2013), Taiwan (Matsushima, 1980), Austrália (Matsushima, 1971), Havaí, Indonésia, Nova Guiné, Trindade (Goos, 1986), México (Arias *et al.*, 2010).

*Helicorhoidion botryoideum* (Cooke) Hughes, Can. J. Bot. 36: 773, 1958. Fig. 2B

CONIDIÓFOROS macronemáticos, mononemáticos, solitários, simples, eretos, levemente flexuosos, cilíndricos, septados, lisos, castanhos a castanho-escuros, 40–50 × 4–5 µm. CÉLULAS CONIDIOGÊNICAS monoblásticas, integradas, terminais, simpodiais, cilíndricas, denticuladas. CONÍDIOS solitários, helicoidais, com 4–5 voltas, 30–35 × 17,5–27,5; filamento conidial septado, constricto nos septos, liso, castanho a castanho-escuro, 9–12 µm de largura.

**Material examinado:** Brasil. Pará: Belém, Ilha do Combu, sobre galho em decomposição submerso, 10-I-2013, J.S. Monteiro s.n. (HUEFS 197748).

**Distribuição geográfica:** América do Norte, Cuba (Mercado Sierra, 1982).

**Comentários:** *Helicorhoidion* foi proposto por Hughes (1958) para incluir duas espécies recombinadas, a espécie-tipo *H. botryoideum* (Cooke) Hughes e *H. pulchrum* (Berk. & Corda) Hughes. Este gênero possui outras cinco espécies descritas: *H. circinatum* (Cooke & Harkn.) B. Sutton, *H. conicum* B. Sutton, *H. globosum* Subram., *H. irregulare* J.L. Mulder e *H. nypicola* K.D. Hyde & Goh (Seifert *et al.*, 2011). *Helicorhoidion pulchrum* é muito similar a *H. botryoideum*, mas apresenta conídios maiores e verrucosos (Sutton, 1985). O espécime brasileiro apresentou conídios mais largos que os registrados por Ellis (1971) e Mercado Sierra (1982). Esta espécie está restrita a poucas coleções, sendo este o primeiro registro em material vegetal submerso.

*Intercalarispora nigra* J.L. Crane & Schokn., Canadian Journal of Botany 61: 2243, 1983.

CONÍDIOS dictioseptados, 45–95 × 22,5–50 µm.

**Material examinado:** Brasil. Pará: Belém, Ilha do Combu, sobre folha em decomposição submersa, 05-IV-2011, J.S. Monteiro s.n. (HUEFS 197749).

**Descrições e ilustrações:** EUA (Schokneht & Crane, 1983), Cuba (Mercado-Sierra *et al.*, 1998).

**Distribuição geográfica:** EUA (Schokneht & Crane, 1983), Cuba (Mercado-Sierra *et al.*, 1998), Nigéria (Calduch *et al.*, 2002), Brunei (Fryar *et al.*, 2004), México (Arias Mota *et al.*, 2008).

*Paraulocladium fabisporum* Kuthub. & Nawawi, Mycological Research 98: 679, 1994.  
Fig. 2C-D

CONIDIÓFOROS macronemáticos, mononemáticos, solitários, simples, eretos, retos ou levemente flexuosos, cilíndricos, septados, lisos, castanho-escuros na base se tornando mais claros em direção ao ápice,  $55\text{--}135 \times 3,5\text{--}5 \mu\text{m}$ . CÉLULAS CONIDIOGÊNICAS politréticas, integradas, terminais, proliferando simpodialmente, cilíndricas, geniculadas, com cicatrizes pouco proeminentes, castanho-claras,  $8\text{--}16 \times 2,5\text{--}3 \mu\text{m}$ . CONÍDIOS solitários, acropleurógenos, reniformes, arredondados na extremidade basal e proximal, 1-eusepto longitudinal e 2-distoseptos transversais, com uma diminuta cicatriz basal, lisos, castanhos a castanho-dourados,  $10\text{--}11 \times 7,5\text{--}8,5 \mu\text{m}$ .

**Material examinado:** Brasil. Pará: Belém, Parque Ecológico de Gunma, sobre galho em decomposição submerso, 5-VIII-2011, J.S. Monteiro s.n. (HUEFS 197752).

**Distribuição geográfica:** Camarões (Chen *et al.*, 2000), Malásia (Kuthubutheen & Nawawi, 1994), México (Heredia *et al.*, 2000), Polônia (Orłowska *et al.*, 2004).

**Comentários:** *Paraulocladium* R.F. Castañeda foi proposto por Castañeda Ruiz (1986) e possui similaridades com *Ulocladium* Preuss, porém este último se diferencia pela ausência de células conidiogênicas intercalares e forma e septação dos conídios (Ellis, 1971). *Paraulocladium fabisporum* apresenta conídios reniformes, arredondados nas extremidades e maiores em comparação à espécie-tipo *P. angulosporum* R.F. Castañeda, cujos conídios apresentam extremidades angulares e são menores. O material analisado apresentou conidióforos e conídios menores que os registrados por Kuthubutheen & Nawawi (1994) e Heredia *et al.* (2000), mas concordou com as outras características descritas. O material brasileiro representa o primeiro registro em material vegetal submerso.

*Phaeoisaria aguilerae* R.F. Castañeda, S. Velásquez & Cano, Cryptogamie Mycologie 23: 10, 2002. Fig. 2E

SINEMA dispersos, eretos, cilíndricos, indeterminados, castanhos tornando-se mais claros em direção ao ápice,  $212,5\text{--}275 \times 27,5\text{--}50 \mu\text{m}$ . CONIDIÓFOROS macronemáticos, septados, lisos, castanhos a castanho-claros no ápice,  $2,5\text{--}3,5 \mu\text{m}$  de largura. CÉLULAS CONIDIOGÊNICAS poliblasticas, integradas, terminais e intercalares, simpodiais, indeterminadas, cilíndricas, curvadas no ápice, castanho-claras,  $15\text{--}25 \times 2,5\text{--}3,5 \mu\text{m}$ , com denticulos conspícuos, cilíndricos. CONÍDIOS solitários, clavados a cilíndricos, retos ou levemente curvados, arredondados no ápice, levemente atenuados em direção à base truncada, 1-septo (raramente 2–3), lisos, hialinos,  $20\text{--}27,5 \times 5\text{--}6 \mu\text{m}$ .

**Material examinado:** Brasil. Pará: Belém, Ilha do Combu, sobre folha em decomposição submersa, 05-IV-2011, J.S. Monteiro s.n. (HUEFS 197753).

**Distribuição geográfica:** Cuba (Castañeda Ruiz *et al.*, 2002).

**Comentários:** *Phaeoisaria* Höhn. se caracteriza por sinemas determinados ou indeterminados, células conidiogênicas simpodiais, denticuladas e conídios hialinos, 0–3 septos (Seifert *et al.*, 2011). Castañeda Ruiz *et al.* (2002) revisaram e forneceram uma chave para as treze espécies aceitas, não incluindo *P. vietnamensis* Mel'nik descrita posteriormente (Mel'nik, 2012). Entre as espécies com conídios septados, apenas *P. vietnamensis* é similar morfológicamente a *P. aguillerae*, entretanto possui conídios com apenas 1-septo, gutulados e menores (Mel'nik, 2012). O material brasileiro apresentou poucas diferenças em relação ao material cubano, exceto pelos sinemas menores e conídios mais largos que os registrados por Castañeda Ruiz *et al.* (2002). Este é o primeiro registro da espécie em material vegetal submerso.

*Polyschema larviformis* (Fairm.) M.B. Ellis, More Dematiaceous Hyphomycetes: 372, 1976. Fig. 2F

CONIDIÓFOROS micronemáticos, castanho-escuros. CÉLULAS CONIDIOGÊNICAS monotréticas, esféricas ou subesféricas, verruculosas, castanho-escuras. CONÍDIOS clavados, obclavados ou elipsoidais, 9–12-septados, verrugosos, castanho-escuros, 45–60 × 12,5–17,5 µm.

**Material examinado:** Brasil. Pará: Belém, Parque Ecológico de Gunma, sobre folha em decomposição submersa, 05-VIII-2011, J.S. Monteiro s.n. (HUEFS 197756).

**Distribuição geográfica:** Coreia do Sul (Kim *et al.*, 2011), EUA (Ellis, 1976), México (Heredia *et al.*, 2006), Turquia (Shenoy *et al.*, 2010).

**Comentários:** *Polyschema* Upadhyay foi proposto por Upadhyay (1966) para acomodar a espécie-tipo *P. terricola* Upadhyay e apresenta 19 espécies aceitas (Seifert *et al.*, 2011). Castañeda Ruiz *et al.* (2000) e Arias-Mota *et al.* (2008) forneceram chaves de identificação para as espécies válidas. *Polyschema chambalense* I.J. Joshi, Chauhan & Saksena se assemelha a *P. larviformis*, porém seus conídios são catenados, castanho-claros e com 3–9-septos (Joshi *et al.*, 1983). O material analisado está de acordo com a descrição apresentada por Ellis (1976). Este é o primeiro registro da espécie em material vegetal submerso.

*Ramichloridium carlinae* (M.B. Ellis) de Hoog, *Studies in Mycology* 15: 85, 1977.

CONIDIÓFOROS 150–425 × 3–4 µm. CÉLULAS CONIDIOGÊNICAS simpodiais, com dentículos diminutos. CONÍDIOS 1–3 septados, 8–16 × 3–4 µm.

**Material examinado:** Brasil. Pará: Belém, Parque Estadual do Utinga, sobre folha em decomposição submersa, 28-X-2011, J.S. Monteiro s.n. (HUEFS 197757).

**Descrições e ilustrações:** Ellis (1976) como *Veronaea carlinae* M.B. Ellis, Becerra-Hernández *et al.* (2008).

**Distribuição geográfica:** Alemanha, Cuba (Farr & Rossman), Inglaterra (Ellis, 1976), Tailândia, Canadá, México (Becerra-Hernández *et al.*, 2008).

*Spadicoides obovata* (Cooke & Ellis) S. Hughes, *Canadian Journal of Botany* 36 (6): 806, 1958.

CONIDIÓFOROS 90–112,5 (–155) × 4–7,5 µm. CÉLULAS CONIDIOGÊNICAS 12–17 (–20) × 3–3,5 µm. CONÍDIOS 2-septados, 10–12,5 (–15) × 6–7,5 µm.

**Material examinado:** Brasil. Pará: Belém, Parque Ecológico de Gunma, sobre galho em decomposição submerso, 05-VIII-2011, J.S. Monteiro s.n. (HUEFS 197760).

**Descrições e ilustrações:** Ellis (1963), Kirschner *et al.* (2001).

**Distribuição geográfica:** Nova Zelândia, (Hughes, 1978), Canadá, Cuba, EUA, Hungria, México, Panamá, Porto Rico (Farr & Rossman, 2013), Polônia (Holubová-Jechová, 1982), Japão (Matsushima, 1975), Tailândia (Pinruan *et al.*, 2007), China (Ho *et al.*, 2002), Taiwan (Kirschner *et al.*, 2001)..

*Tretospeira ugandensis* (Hansf.) Piroz., *Mycological Papers* 129: 58, 1972. Fig. XXX

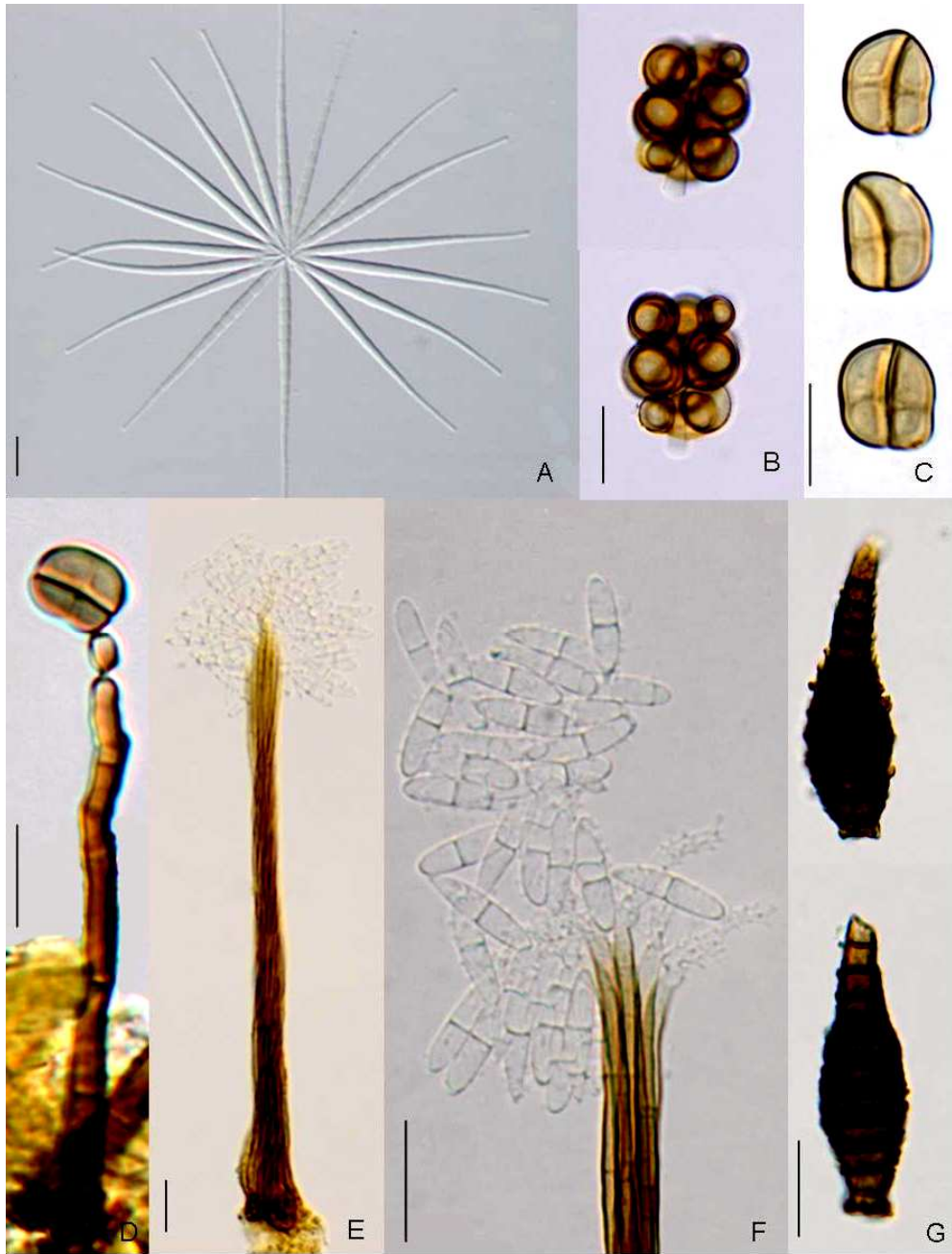
CONIDIÓFOROS 17,5–25 × 7,5–9 µm. CÉLULAS CONIDIOGÊNICAS monotréticas, 7,5–10 µm de diâmetro. CONÍDIOS 60–70 × 15–22,5 µm.

**Material examinado:** Brasil. Pará: Belém, Parque Estadual do Utinga, sobre folha em decomposição submersa, 28-X-2011, J.S. Monteiro s.n. (HUEFS 197762).

**Descrições e ilustrações:** Pirozynski (1972), Zhang *et al.* (2012b).

**Distribuição geográfica:** Tanzânia, Uganda (Pirozynski, 1972), Cuba (Farr & Rossman, 2013), México (Delgado *et al.*, 2006), China (Zhang *et al.*, 2012).





**Fig. 2.** A. *Flabellospora multiradiata* – A. conídio. B. *Helicorhoidion botryoidium* – B. conídios. C-D. *Paraulocladium fabisporum* – C. conídios; D. conidióforo e conídio. E-F. *Phaeoisaria aguilerae* – E. sinema e conídios. F. detalhe do ápice do sinema com células conidiogênicas e conídios. G. *Polyschema larviformis* – G. conídios. Barras: 20 µm.

### Agradecimentos

Os autores agradecem ao Programa de Pós-Graduação em Biologia de Fungos. A primeira autora agradece à Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) pela bolsa de doutorado concedida. O segundo autor agradece ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq) pelo apoio financeiro (LFP Gusmão, Proc. 305413/2011-2).

#### 4.11. FUNGOS CONIDIAIS AQUÁTICO-FACULTATIVOS NA AMAZÔNIA ORIENTAL. III. NOVOS REGISTROS PARA O CONTINENTE AMERICANO E NEOTRÓPICO<sup>11</sup>

**Resumo:** Durante investigação de fungos conidiais em material vegetal submerso em três fragmentos florestais na Amazônia brasileira, Estado do Pará, Brasil, foram encontrados 23 novos registros para o continente americano e Neotrópico. Vinte espécies são relatadas pela primeira vez para o continente americano e três para o Neotrópico. Descrições, comentários, distribuição geográfica e ilustrações são fornecidas para todas as espécies.

**Palavras-chave:** fungos aquáticos, hyphomycetes, taxonomia, floresta tropical

**Abstract:** During investigation of conidial fungi on submerged plant debris at three forests fragments in the Amazon Brazilian, Pará State, Brazil were found 23 new records for American continent and Neotropics. Twenty species of conidial fungi are reported for the first time for American continent and three species are reported for Neotropics. Descriptions, comments, geographic distribution and illustrations are provided for all species.

**Key words:** freshwater fungi, hyphomycetes, taxonomy, tropical forest

#### Introdução

A Amazônia brasileira compreende uma área de 4,2 milhões de km<sup>2</sup> localizados no norte do Brasil (IBAMA, 2012). Apesar de sua extensão, os fungos conidiais têm sido registrados apenas em ambientes terrestres de poucas áreas desta região (Silva, 2002; Forzza *et al.*, 2010; Castro *et al.*, 2012; Monteiro *et al.*, 2013), enquanto que para os ambientes aquáticos não existem informações disponíveis.

Os ambientes aquáticos amazônicos são caracterizados por altos níveis de biodiversidade e de endemismo de espécies, que vêm sofrendo perdas causadas principalmente pelo desmatamento, assoreamento de rios e poluição de corpos d'água, como córregos e riachos (igarapés), localizados em áreas urbanizadas (Silva *et al.*, 2005; Sallati *et al.*, 2006; Leão *et al.*, 2007).

---

<sup>11</sup> Trabalho a ser submetido para publicação como Monteiro, J.S., Gusmão, L.F.P. 2014. Fungos conidiais aquático-facultativos na Amazônia oriental. III. Novos registros para o continente americano e Neotrópico. *Mycosphere*.

A presença de fungos conidiais em ambientes aquáticos é amplamente registrada em países de regiões temperadas (Shearer *et al.* 2007; Shearer & Raja, 2010). Para regiões tropicais, os estudos ainda são pontuais e poucos países apresentam um número significativo de espécies registradas nestes ambientes, como Austrália, China e Tailândia (Shearer *et al.*, 2007; Zhang *et al.*, 2011a; Hu *et al.*, 2013). No Brasil, os trabalhos se concentram em poucas áreas do país (Schoenlein-Crusius & Grandi 2003; Moreira & Schoenlein-Crusius, 2012; Barbosa *et al.*, 2013). Recentemente, Monteiro & Gusmão (2013) apresentaram novas espécies e registros destes fungos em ambientes aquáticos da Amazônia brasileira.

O objetivo deste estudo foi descrever, ilustrar e comentar as espécies de fungos conidiais que representam novos registros para o continente americano e Neotrópico, contribuindo para ampliar o conhecimento sobre a presença destes fungos na Amazônia brasileira.

### **Material & Métodos**

O presente estudo foi realizado em três fragmentos florestais pertencentes à Região Metropolitana de Belém (RMB), Estado do Pará. Oito expedições de coleta foram realizadas no Parque Estadual do Utinga (1°25'S e 48°27'W), Área de Proteção Ambiental Ilha do Combu (1°29'20"S e 48°25'54"W) e no Parque Ecológico de Gunma (1°13'86"S e 48°17'41"W) no período de abril/2011 a janeiro/2013. Foram coletadas amostras de material vegetal submerso em decomposição (folhas e galhos) em três cursos d'água em cada área de estudo. O material coletado foi submetido à técnica de lavagem em água corrente e mantido em câmara-úmida a temperatura ambiente (Castañeda Ruiz, 2005). Durante 30 dias o material foi observado em estereomicroscópio, sendo as estruturas reprodutivas dos fungos retiradas com auxílio de agulhas de ponta fina e transferidas para lâminas contendo resina PVL (álcool polivinílico + lactofenol). A identificação foi realizada pela medição das estruturas reprodutivas de importância taxonômica em microscópio óptico (Axioscop Zeiss) e de consulta à literatura especializada. Fotomicrografias foram obtidas utilizando o microscópio Olympus BX51 equipado com prismas de contraste de interferência diferencial (DIC) com câmera digital DP25 acoplada. Lâminas foram depositadas no Herbário da Universidade Estadual de Feira de Santana (HUEFS) e duplicatas no Herbário Pe. Camille Torrend (URM) da Universidade Federal de Pernambuco.

## Resultados e discussão

Foram identificadas 23 espécies de fungos conidiais em material vegetal submerso em decomposição. Dentre estas, 20 são novos registros para o Continente Americano e três para o Neotrópico. Todos os novos registros são descritos, ilustrados e comentados devido sua distribuição geográfica restrita.

*Acrogenospora ovalis* Goh, K.D. Hyde & K.M. Tsui, Mycological Research 102 (11): 1312, 1998.

CONIDIÓFOROS macronemáticos, mononemáticos, solitários, simples, eretos, retos a levemente flexuosos, cilíndricos, septados, lisos, castanhos, levemente mais claros em direção ao ápice,  $107,5\text{--}275 \times 5\text{--}7,5 \mu\text{m}$ . CÉLULAS CONIDIOGÊNICAS integradas, terminais, com extensão percorrente. CONÍDIOS acrógenos, solitários, ovais a obovoides, oblongos, 0-septados, paredes espessas, lisos, castanho-alaranjados,  $22,5\text{--}32,5 \times 17,5\text{--}25 \mu\text{m}$ , base truncada,  $4\text{--}5 \mu\text{m}$ .

**Material examinado** – Brasil, Pará, Belém, Ilha do Combu, sobre galho em decomposição submerso, 21 abril 2012, J.S. Monteiro (HUEFS 201422).

**Distribuição geográfica** – China (Goh *et al.*, 1998a).

**Notas** – *Acrogenospora* M. B. Ellis foi estabelecido por Ellis (1971) com *A. sphaerocephala* (Berk. & Broome) M. B. Ellis como espécie-tipo. Dez espécies têm sido descritas, incluindo dois estados anamórficos de *Farlowiella* (Hysteriaceae) (Goh *et al.*, 1998a; Ma *et al.*, 2012a). *Acrogenospora ovalis* tem conídios similares a *A. novae-zelandiae* S. Hughes e *A. subprolata* Goh, K. D. Hyde & K. M. Tsui, mas estas apresentam maiores dimensões conidiais ( $26\text{--}54 \times 21,5\text{--}30,5 \mu\text{m}$  e  $39\text{--}46 \times 30\text{--}39 \mu\text{m}$ , respectivamente). Em *A. megalospora* o tamanho conidial é próximo, mas os conídios são obovoides. O material analisado apresentou conidióforos maiores e conídios mais largos do que o observado no material-tipo, concordando com as demais características descritas (Goh *et al.*, 1998a). Este é o segundo registro mundial desta espécie e o primeiro para o continente americano.

*Beverwykella clathrata* Voglmayr, Mycological Research 107 (2): 239, 2003.

MICÉLIO septado, liso, castanho-claro,  $2,5\text{--}4 \mu\text{m}$  de largura. CONIDIÓFOROS macronemáticos, mononemáticos, simples, eretos, retos a levemente flexuosos, septados, lisos, castanho-claros,  $32,5\text{--}50 \times 2,5\text{--}4 \mu\text{m}$ . CÉLULAS CONIDIOGÊNICAS holoblásticas, integradas, terminais. CONÍDIOS globosos, lenticulares, horizontalmente achatados, lisos,

castanhos, 37,5–52,5  $\mu\text{m}$  de diâmetro; consistindo de um sistema de ramificação dicotômico, interno e uma camada externa distintamente clatrada, que é produzida por oito ramos externos (quatro no lado superior e quatro no lado inferior do conídio) do sistema de ramificação interno.

**Material examinado** – Brasil, Pará, Belém, Parque Ecológico de Gunma, sobre galho em decomposição submerso, 05 Agosto 2011, J.S. Monteiro (HUEFS 201423).

**Distribuição geográfica** – EUA (Voglmayr & Delgado-Rodríguez, 2003).

**Notas** – *Beverwykella* é um gênero aeroaquático proposto por Tubaki (1975) e se caracteriza por conídios multicelulares, com um sistema interno de ramificação e uma camada de células externas compactas. Somente três espécies estão descritas: a espécie-tipo *B. pulmonaria* (Berverw.) Tubaki, *B. cerebriformis* Nawawi & Kuthub e *B. clathrata*. Morfologicamente, *B. clathrata* e *B. cerebriformis* são muito próximas quanto à ontogenia conidial, tamanho e forma (Voglmayr & Delgado-Rodríguez, 2003). Contudo, *B. cerebriformis* apresenta um sistema de ramificação interno produzido por quatro ramificações dicotômicas regulares, que resultam em 16 ramos laterais que suportam uma camada celular externa, com células fortemente unidas entre si, ao invés de clatroides como em *B. clathrata*. O material examinado concordou com a descrição de Voglmayr & Delgado-Rodríguez (2003), sendo este o primeiro registro para o Neotrópico.

*Cordana ellipsoidea* de Hoog, Acta Bot. Neerlandica 22: 209, 1973.

CONIDIÓFOROS macronemáticos, mononemáticos, solitários, simples, eretos, retos ou levemente flexuosos, septados, lisos, castanhos na base, se tornando mais claros em direção ao ápice, 95–275  $\times$  4–6  $\mu\text{m}$ . CÉLULAS CONIDIOGÊNICAS simpodiais, integradas, terminais e intercalares, denticuladas, levemente infladas, castanhas. CONÍDIOS oblongos a elipsoidais, obovados, arredondados no ápice, 1-septo mediano, fortemente pigmentado, lisos, castanhos, 10–13  $\times$  6–8  $\mu\text{m}$ , com um hilo basal protuberante.

**Material examinado** – Brasil, Pará, Belém, Parque Ecológico de Gunma, sobre galho em decomposição submerso, 29 Julho 2012, J.S. Monteiro (HUEFS 201424).

**Distribuição geográfica** – Austrália (Matsushima, 1989), China (Tsui *et al.*, 2001), EUA (Wang, 2010), Hungria (Révay, 1988), Índia (Hoog, 1973), Japão (Matsushima, 1975), Nova Zelândia (Hughes, 1978).

**Notas** – *Cordana* Preuss caracteriza-se por conidióforos simples, células conidiogênicas simpodiais, denticuladas, terminais e intercalares com conídios 0–1 septados. Atualmente 13 espécies são reconhecidas com uma chave disponível para a maioria das espécies

(Markovskaja, 2003; Seifert *et al.*, 2011). *Cordana ellipsoidea* é próxima de *C. pauciseptata*, mas possui conídios elipsoidais a obovóides, arredondados no ápice (Hoog, 1973; Ellis, 1971). O material analisado está de acordo com a descrição fornecida por Hoog (1973), exceto pelos conídios maiores e mais largos (10–13 × 6–8 µm). Este é o primeiro registro desta espécie para o Neotrópico.

*Craspedodidymum nigroseptatum* Yanna, Wai H. Ho, Goh & K.D. Hyde, *Mycological Research* 104 (9): 1146, 2000.

CONIDIÓFOROS macronemáticos, mononemáticos, solitários, simples, eretos, retos ou levemente flexuosos, septados, lisos, castanhos a castanho-escuros, se tornando mais claros em direção ao ápice, 180–265 × 6–10 µm. CÉLULAS CONIDIOGÊNICAS integradas, terminais, com até duas extensões percorrentes, cilíndricas, lisas, castanhas, dilatadas na região subapical, 35–47,5 × 5–7,5 µm; 7–10 µm de largura na extremidade dilatada, com um colarete em forma de funil no ápice, 3–4 µm de altura. CONÍDIOS acrógenos, elipsoides a obovóides, truncados na base, arredondados no ápice, 3–septos, células distais castanho-escuras, células basais castanho-claras, com dois septos distais espessos, pretos, 28–34 × 14–20 µm.

**Material examinado** – Brasil, Pará, Belém, Parque Estadual do Utinga, sobre folha em decomposição submersa, 17 Outubro 2012, J.S. Monteiro (HUEFS 201425).

**Distribuição geográfica** – Brunei (Yanna *et al.*, 2000b).

**Notas** – *Craspedodidymum* Hol.-Jech. foi introduzido por Holubová-Jechová (1972) e inclui 12 espécies descritas atualmente (Seifert *et al.*, 2011). É caracterizado por conidióforos simples ou ramificados, com células conidiogênicas monofialídicas com colaretos terminais e conídios 0–2-septos (Yanna *et al.*, 2000b). *Craspedodidymum nigroseptatum* se distingue das outras espécies descritas pelos conídios castanho-escuros, com célula basal castanho-clara e 2-septos espessos. O material estudado está de acordo com a descrição de Yanna *et al.* (2000b), porém apresentou conídios maiores. Este é o segundo registro mundial desta espécie e o primeiro para o continente americano.

*Dactylaria curvoclavata* Matsush., *Matsushima Mycological Memoirs* 3: 7, 1983.

CONIDIÓFOROS macronemáticos, mononemáticos, solitários, simples, eretos, retos ou levemente flexuosos, cilíndricos, septados, lisos, castanho-claros, 52,5–87,5 × 4–5 µm. CÉLULAS CONIDIOGÊNICAS poliblasticas, integradas, terminais, simpodiais, denticuladas, 27,5–37,5 × 2,5 µm. CONÍDIOS levemente clavados, curvos, 1-septo, lisos, hialinos, 12,5–15 × 4–5 µm.

**Material examinado** – Brasil, Pará, Belém, Ilha do Combu, sobre galho em decomposição submerso, 6 Agosto 2011, J.S. Monteiro (HUEFS 201426).

**Distribuição geográfica** – Canadá (Matsushima 1983).

**Notas** – Espécies de *Dactylaria* Sacc. foram revisadas por Hoog (1985), Goh & Hyde (1997) e Paulus *et al.* (2003) que forneceram chaves e sinopses das espécies válidas. *Dactylaria curvoclavata* apresenta similaridades com *D. lunata* Tzean & J.L. Chen pelos conídios curvados, mas esta última possui conídios alantoides com extremidades agudas (Tzean & Chen, 1991). O material examinado se apresentou de acordo com a descrição de Matsushima (1983), realizada a partir de material em cultura. Este é o segundo registro mundial desta espécie e o primeiro para o Neotrópico.

*Dactylaria lakebarrinensis* Goh & K.D. Hyde, Mycological Research 102: 741, 1998.

CONIDIÓFOROS macronemáticos, mononemáticos, solitários, simples, eretos, retos ou levemente flexuosos, cilíndricos, lisos, castanhos, se tornando mais claros em direção ao ápice, 77,5–97,5 × 5–7,5 µm. CÉLULAS CONIDIOGÊNICAS poliblasticas, integradas, terminais, simpodiais, denticuladas, 27,5–47,5 × 2,5–4 µm. CONÍDIOS fusiformes, 3-septos, geralmente cônicos no ápice, obcônicos na base com um hilo espesso, lisos, castanho-claros, 20–27,5 × 4–5 µm.

**Material examinado** – Brasil, Pará, Belém, Parque Ecológico de Gunma, sobre galho em decomposição submerso, 22 Abril 2012, J.S. Monteiro (HUEFS 201427).

**Distribuição geográfica** – Austrália (Hyde & Goh, 1998a).

**Notas** – *Dactylaria lakebarrinensis* difere das outras espécies de *Dactylaria* quanto à forma conidial fusiforme e tamanho. Apresenta semelhança com *D. triseptata* (Matsush.) R.F. Castañeda & W.B. Kendr., mas esta possui conídios subhialinos e cilíndricos, com o ápice arredondado (Castañeda Ruiz & Kendrick, 1991). Outra espécie próxima, *D. plovercovensis*, distingue-se pelos conídios menores, geralmente clavados, arredondados no ápice e castanho-claros a castanho-escuros (Goh & Hyde, 1999). As características do material analisado estão de acordo com a descrição de Hyde & Goh (1998), exceto pelos conidióforos menores. Este é o segundo registro mundial desta espécie e o primeiro para o continente americano.

*Dictyosporium musae* Photita, Mycotaxon 82: 416, 2002.

CONIDIÓFOROS e CÉLULAS CONIDIOGÊNICAS não visualizadas. CONÍDIOS elipsoidais, não coplanados, lisos, castanhos, 55–65 × 19–25 µm; células arranjadas em 6–7 fileiras,

levemente curvadas, fortemente pressionadas entre si, 7–9 µm de largura, cada fileira termina com uma célula apical levemente curvada; células medianas com 1–3 apêndices clavados a obovoides, hialinos, 8–11 × 6–8 µm.

**Material examinado** – Brasil, Pará, Belém, Ilha do Combu, sobre galho em decomposição submerso, 29 Outubro 2011, J.S. Monteiro (HUEFS 201428).

**Distribuição geográfica** – China (Luo *et al.*, 2004), Tailândia (Photita *et al.*, 2002).

**Notas** – *Dictyosporium* Corda acomoda espécies caracterizadas por conidióforos micronemáticos, reunidos em esporodóquios, que produzem conídios multiseptados, queiroides, com 3–7 colunas de células, unidas entre si, coplanadas ou não (Goh *et al.*, 1999). Atualmente 41 espécies são aceitas neste gênero (Goh *et al.*, 1999; Crous *et al.*, 2009). *Dictyosporium musae* apresenta conídios similares a *D. giganticum* Goh & K.D. Hyde, *D. heptasporum* (Garov.) Damon e *D. subramanianii* B. Sutton. Entretanto, estas três espécies se distinguem de *D. musae* quanto ao tamanho conidial e ausência de apêndices (Goh *et al.*, 1999). Os espécimes analisados apresentaram conídios de acordo com a descrição de Photita *et al.* (2002), exceto pelos apêndices menores. Este é o primeiro registro para o continente americano.

*Dictyosporium tetraseriale* Goh, Yanna & K.D. Hyde, Fungal Diversity 2: 87, 1999.

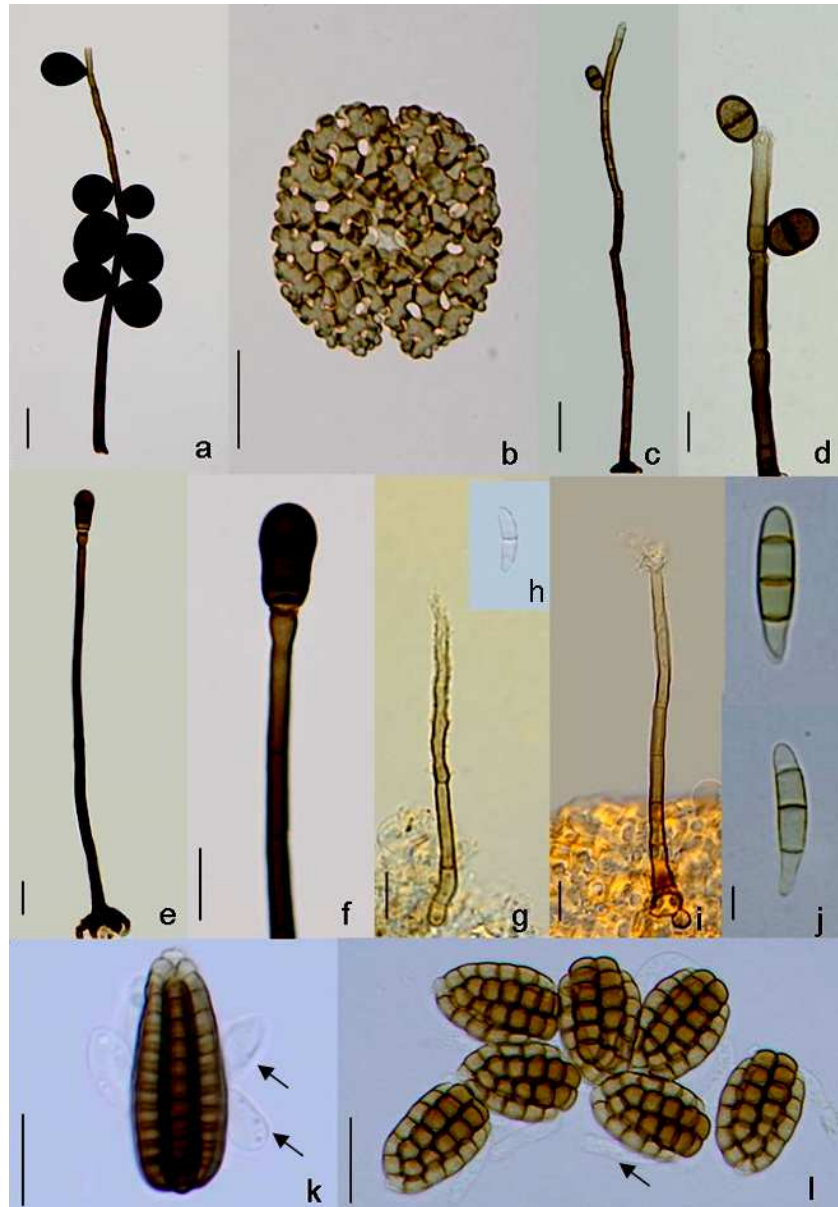
CONIDIÓFOROS micronemáticos. CONÍDIOS coplanados, queiróides, lisos, castanhos, 25–32,5 × 15–20 µm, arranjados em quatro fileiras de células, célula basal truncada; células das fileiras centrais mais escuras que das fileiras externas; células apicais das duas fileiras centrais levemente mais largas e escuras que as outras células do conídio; apêndices apicais, cilíndricos, hialinos, 12–22,5 × 3–4 µm.

**Material examinado** – Brasil, Pará, Belém, Parque Estadual do Utinga, sobre galho em decomposição submerso, 4 Agosto 2011, J.S. Monteiro (HUEFS 201429).

**Distribuição geográfica** – Brunei (Goh *et al.*, 1999), China (Yanna *et al.*, 2001), Índia (Patil & Borse, 2012), Tailândia (Somrithipol *et al.*, 2002).

**Notas** – *Dictyosporium tetraseriale* é similar a *D. nigroapice* Goh, W.H. Ho & K.D. Hyde e *D. tetrasporum* L. Cai & K.D. Hyde. Difere destas espécies em relação à largura dos conídios que são maiores (28–41 × 15–20 µm e 23,5–40 × 16–21,5 µm, respectivamente) e ausência de pigmentação mais escura no ápice dos conídios do primeiro (Goh *et al.*, 1999; Cai & Hyde, 2007). O material examinado está em acordo com a descrição de Goh *et al.* (1999), mas os conídios apresentaram apêndices menores. Este é o primeiro registro para o continente americano.





**Fig. 1.** *Acrogenospora ovalis*. a. conidióforo e conídios. *Beverwykella clathrata*. b. propágulo conidial. *Cordana elipsoidea*. c. conidióforo, d. células conidiogênicas e conídios. *Craspedodidymum nigroseptatum*. e. aspecto geral do conidióforo, f. célula conidiogênica e conídio. *Dactylaria curvoclavata*. g. conidióforo, h. conídio. *Dactylaria lakebarrinensis*. i. conidióforo, j. conídios. *Dictyosporium musae*. k. conídio com apêndices (setas). *Dictyosporium tetraseriale*. l. conídios com apêndices (seta). Barras: 20  $\mu\text{m}$  (a-c, e-f, k-l), 10  $\mu\text{m}$  (d, g, i), 5  $\mu\text{m}$  (h, j).

*Fusichalara goanensis* Bhat & W.B. Kendr., Mycotaxon 49: 50, 1993.

CONIDIÓFOROS macronemáticos, mononemáticos, solitários, simples, eretos, retos, lisos, cilíndricos a subcilíndricos, castanhos, mais claros no ápice, 87,5–117,5  $\times$  5  $\mu\text{m}$ . CÉLULAS CONIDIÓGÊNICAS integradas, fialídicas, cilíndricas a subcilíndricas, lisas, castanhas, 37,5–67,5  $\times$  5–6  $\mu\text{m}$ ; ventre levemente inflado, lisos, castanhos, 40–47,5  $\times$  5–6  $\mu\text{m}$  e colaretes

cilíndricos, lisos, 15–27,5 × 5–7,5 µm. CONÍDIOS cilíndricos, arredondados no ápice, truncados na base, lisos, hialinos a levemente coloridos; conídios 3-septos, 26–30 × 5 µm, conídios 1-septo, 16–21 × 4–5 µm, frequentemente formando cadeias curtas.

**Material examinado** – Brasil, Pará, Belém, Parque Ecológico de Gunma, sobre galho em decomposição submerso, 5 Agosto 2011, J.S. Monteiro (HUEFS 201430).

**Distribuição geográfica** – Índia (Bhat & Kendrick, 1993).

**Notas** – *Fusichalara* S. Hughes & Nag Raj foi proposto por Hughes & Nag Raj (1973) com *F. dimorphospora* S. Hughes & Nag Raj como espécie-tipo e apresenta seis espécies descritas (Seifert *et al.*, 2011). Filogeneticamente está relacionado a membros de *Chaetosphaeria* (Cai *et al.*, 2009). *Fusichalara goanensis* apresenta maior semelhança com *F. clavatispora*, mas esta possui ventre elipsoidal e conídios com 1–3 septos, não havendo distinção entre o primeiro conídio formado e os subsequentes (Kirk & Spooner, 1984). Os espécimes brasileiros apresentaram maiores dimensões dos conidióforos e conídios que os registrados por Bhat & Kendrick (1993), mas concordaram com as outras características do material tipo. Este é o segundo registro mundial desta espécie e o primeiro para o continente americano.

*Guedea ovata* Morgan-Jones, R.C. Sinclair & Eicker, Mycotaxon 17: 306, 1983.

CONIDIÓFOROS macronemáticos, mononemáticos, formados terminalmente e lateralmente sobre as hifas, simples ou ramificados na base, eretos, retos ou levemente flexuosos, cilíndricos, septados, acroáuxicos, indeterminados, lisos, castanho-claros a castanhos, até 460 × 4–5 µm, com a extremidade apical onde ocorre atividade meristemática indefinidamente, castanho-clara, 8–12 × 4–5 µm. Células basais 10–12 × 4–5 µm gradualmente se tornando mais curtas em direção ao ápice. CÉLULAS CONIDIOGÊNICAS monoblásticas, integradas, levemente denticuladas. CONÍDIOS solitários, formados sucessivamente em curtos dentículos, ovóides, 2-septos, levemente constrictos no septo, lisos, célula basal castanha, células apicais castanho-claras, 14–17 × 8–10 µm.

**Material examinado** – Brasil, Pará, Belém, Parque Estadual do Utinga, sobre galho em decomposição submerso, 18 Janeiro 2012, J.S. Monteiro (HUEFS 201431).

**Distribuição geográfica** – África do Sul (Morgan-Jones *et al.*, 1983), China (Zhang & Wang, 2008).

**Notas** – *Guedea* Rambelli & Bartoli foi introduzido por Rambelli & Bartoli (1978) e possui três espécies reconhecidas: a espécie-tipo *G. sacra* Rambelli & Bartoli, *G. ovata* e *G. novae-zelandiae* S. Hughes (Seifert *et al.*, 2011). *Guedea ovata* se diferencia das outras

espécies pelos conídios mais claros, amplamente ovoides, constrictos no septo e sem bandas transversais escuras. O material estudado concordou com as características observadas por Morgan-Jones *et al.* (1983). Este é o primeiro registro desta espécie para o continente americano.

*Hemicorynespora deightonii* M.B. Ellis, Mycological Papers 131: 20, 1972.

CONIDIÓFOROS macronemáticos, mononemáticos, solitários, simples, eretos, retos a levemente flexuosos, cilíndricos, septados, lisos, castanhos a castanho-escuros, com 0–2 extensões percorrentes,  $92,5\text{--}182,5 \times 5\text{--}7,5 \mu\text{m}$ . CÉLULAS CONIDIOGÊNICAS monotétricas, integradas, terminais, percorrentes, lisas, castanhas,  $12,5\text{--}20\text{--}(27,5) \times 4\text{--}5 \mu\text{m}$ . CONÍDIOS solitários, mitrados ou elipsoidais, 0-septo, lisos, castanhos a castanho-escuros,  $17,5\text{--}22,5 \times 11\text{--}15 \mu\text{m}$ .

**Material examinado** – Brasil, Pará, Belém, Ilha do Combu, sobre galho em decomposição submerso, 05 Abril 2011, J.S. Monteiro (HUEFS 201432).

**Distribuição geográfica** – Serra Leoa (Ellis, 1972).

**Notas** – *Hemicorynespora* M. B. Ellis foi proposto por Ellis (1972) e apresenta onze espécies descritas, encontradas em países tropicais como saprófitas em material lenhoso ou fungícolas (Delgado-Rodríguez *et al.*, 2007). Além de *H. deightonii*, *H. aseptata* Hol.-Jech. e *H. ovata* Subram. não apresentam conídios septados e se distinguem pelo tamanho e forma dos conídios, alongado naviculiforme e alongado oval, respectivamente (Delgado-Rodríguez *et al.*, 2007). O material estudado apresentou conídios menores e mais largos que os descritos por Ellis (1972), concordando com as outras características observadas. Este é o segundo registro mundial desta espécie e o primeiro para o continente americano.

*Mackenziella livistonae* (Yanna & K.D. Hyde) Yanna & K.D. Hyde, Mycotaxon 110: 101, 2009.

CONIDIÓFOROS macronemáticos, mononemáticos, solitários, simples, eretos, retos a levemente flexuosos, septados, cilíndricos, lisos, castanhos, se tornando mais claros em direção ao ápice,  $72,5\text{--}125 \times 5\text{--}7,5 \mu\text{m}$ . CÉLULAS CONIDIOGÊNICAS poliblasticas, integradas, terminais, simpodiais, cilíndricas, denticuladas, castanho-claras,  $17,5\text{--}37,5 \times 4\text{--}5 \mu\text{m}$ . CONÍDIOS catenados, acrógenos, unicelulares, elipsoidais, lisos, hialinos a castanho-claros,  $20\text{--}27,5 \times 5\text{--}10 \mu\text{m}$ ; cadeias conidiais com 2–4 conídios, conídio apical com extremidade distal arredondada, com cicatriz na extremidade proximal, enquanto os outros conídios possuem cicatrizes em ambas as extremidades.

**Material examinado** – Brasil, Pará, Belém, Ilha do Combu, sobre galho em decomposição submerso, 05 Abril 2011, J.S. Monteiro (HUEFS 201433).

**Distribuição geográfica** – Austrália (Yanna & Hyde, 2002).

**Notas** – *Mackenziella* Yanna & K.D. Hyde foi proposto inicialmente como *Mackenzia* Yanna & K.D. Hyde com *M. livistonae* Yanna & K.D. Hyde como espécie-tipo (Yanna & Hyde, 2002). Gams *et al.* (2009) propuseram a mudança para *Mackenziella*, visto que o nome anterior já estava em uso em *Mackenzia* C.G.D. Nees, uma planta da família Acanthaceae. *Mackenziella* possui morfologia similar a *Anungitea* B. Sutton, se diferenciando pelos conídios elipsoidais e dentículos formados em células conidiogênicas apicais e intercalares, não formando agrupamentos conidiais evidentes (Seifert *et al.*, 2011). O material examinado apresentou conidióforos e conídios mais longos que os descritos por Yanna & Hyde (2002), concordando com as demais características observadas. Este é o segundo registro mundial desta espécie e o primeiro para o continente americano.

*Monodictys cerebriformis* G.Z. Zhao & T.Y. Zhang, Mycosystema 23 (3): 325, 2004.

CONIDIÓFOROS micronemáticos formados em hifas não diferenciadas. CÉLULAS CONIDIOGÊNICAS monoblásticas, integradas, terminais. CONÍDIOS solitários, multiseptados, constrictos nos septos, variáveis na forma, subglobosos, cerebriformes ou irregulares, lisos, castanho-claros a castanho-dourados, 16–27,5 × 20–32,5 µm.

**Material examinado** – Brasil, Pará, Belém, Ilha do Combu, sobre galho em decomposição submerso, 29 Outubro 2011, J.S. Monteiro (HUEFS 201434).

**Distribuição geográfica** – China (Zhao & Zhang, 2004).

**Notas** – *Monodictys* S. Hughes foi proposto por Hughes (1958) e inclui cerca de 50 espécies descritas, com uma chave disponível para 30 destas espécies (Rao & Hoog, 1986; Seifert *et al.*, 2011). *Monodictys nitens* (Schw.) S. Hughes é similar a *M. cerebriformis*, mas apresenta conídios maiores (18,5–37 × 25,2–45 µm). O material examinado apresentou conídios mais longos que os descritos por Zhao & Zhang (2004), concordando com as outras características observadas. Este é o segundo registro mundial desta espécie e o primeiro para o continente americano.

*Monodictys melanocephaloides* Goh & K.D. Hyde, Fungal Diversity 3: 77, 1999.

CONIDIÓFOROS micronemáticos. CÉLULAS CONIDIOGÊNICAS monoblásticas, integradas, terminais. CONÍDIOS formados em hifas não diferenciadas que geralmente se agregam em

grupos semelhantes a um esporodóquio, doliformes a elipsoidais, obovados, septados, com septos geralmente obscurecidos pela pigmentação escura, muriformes, lisos, castanho-escuros a pretos,  $30\text{--}50 \times 20\text{--}32,5 \mu\text{m}$ , base geralmente composta por três células castanho-claras, com septos visíveis.

**Material examinado** – Brasil, Pará, Belém, Parque Estadual do Utinga, sobre galho em decomposição submerso, 09 Janeiro 2013, J.S. Monteiro (HUEFS 201435).

**Distribuição geográfica** – China (Goh & Hyde, 1999).

**Notas** – *Monodictys melanocephaloides* é similar a *M. paradoxa* (Corda) S. Hughes quanto à morfologia dos conídios. Porém *M. paradoxa* possui células conidiogênicas distintamente globosas a subglobosas e conídios com uma única célula basal (Ellis, 1971). Enquanto em *M. melanocephaloides* as células conidiogênicas não se diferenciam e a base do conídio apresenta 3–5 células castanho-claras (Goh & Hyde, 1999). O material analisado apresentou conídios maiores e mais largos que os descritos por Goh & Hyde (1999), concordando com as demais características observadas. Este é o segundo registro mundial desta espécie e o primeiro para o continente americano.

*Monotosporella palmicola* Yanna & K.D. Hyde, Australian Systematic Botany 15 (6): 759, 2002.

CONIDIÓFOROS macronemáticos, mononemáticos, solitários, simples, eretos, retos a levemente flexuosos, septados, cilíndricos, lisos, castanho-escuros,  $115\text{--}225 \times 6\text{--}7,5 \mu\text{m}$ . CÉLULAS CONIDIOGÊNICAS monoblásticas, integradas, terminais, determinadas, cilíndricas, castanhas a castanho-escuras,  $12,5\text{--}22,5 \times 4\text{--}5 \mu\text{m}$ . CONÍDIOS acrógenos, solitários, clavados, 4-septos, lisos, castanho-escuros, mais claros nas duas células da extremidade proximal,  $37,5\text{--}50 \times 17,5\text{--}20 \mu\text{m}$ .

**Material examinado** – Brasil, Pará, Belém, Parque Estadual do Utinga, sobre galho em decomposição submerso, 04 Agosto 2011, J.S. Monteiro (HUEFS 201436).

**Distribuição geográfica** – Austrália (Yanna & Hyde, 2002).

**Notas** – *Monotosporella* S. Hughes foi introduzido por Hughes (1958) e atualmente compreende oito espécies descritas, incluindo *M. doerfeltii* Sadowski, Beimforde, Gube & A.R. Schmidt descrita a partir de espécimes preservados em âmbar do Eoceno anterior, na Índia (Seifert *et al.* 2011; Sadowski *et al.*, 2012). *Monotosporella palmicola* é similar a *M. clavata* Yanna & K.D. Hyde quanto aos conídios clavados, com 4–6 septos, mas se distingue pelos conídios mais longos (até  $52 \mu\text{m}$  de extensão). O material estudado apresentou células conidiogênicas maiores e conídios mais estreitos que os descritos por

Yanna & Hyde (2002), concordando com as outras características do material-tipo. Este é o segundo registro mundial desta espécie e o primeiro para o continente americano.

*Nidulispora quadrifida* Nawawi & Kuthub., Mycotaxon 36 (2): 330, 1990.

CONIDIÓFOROS e CÉLULAS CONIDIOGÊNICAS não visualizadas. CONÍDIOS solitários, crateriformes, castanhos na base, tornando-se mais claros em direção ao ápice,  $125\text{--}200 \times 50\text{--}87,5 \mu\text{m}$ ; células basais  $2\text{--}3 \mu\text{m}$  de largura, formando quatro segmentos que se ramificam dicotomicamente originando  $26\text{--}32$  ramos,  $7\text{--}10$ -septos, geralmente curvos, atenuados no ápice, circundando um espaço oco preenchido por ar.

**Material examinado** – Brasil, Pará, Belém, Parque Ecológico de Gunma, sobre galho em decomposição submerso, 29 Julho 2012, J.S. Monteiro (HUEFS 201437).

**Distribuição geográfica** – Malásia (Nawawi & Kuthubutheen, 1990b).

**Notas** – *Nidulispora* Nawawi & Kuthub. é um gênero monotípico descrito por Nawawi & Kuthubutheen (1990b) sobre ramos em decomposição submersos na Malásia. Este gênero apresenta morfologia peculiar com a formação de quatro segmentos que se ramificam dicotomicamente, num padrão regular formando até 32 ramos longos, septados, geralmente curvos. A disposição dos ramos em *N. quadrifida* forma espaços vazios que são preenchidos por ar e permite a flutuação do conídio na água, característica que a inclui entre os hifomicetos aeroaquáticos (Goh & Hyde, 1996). O material examinado apresentou dimensões muito maiores que o descrito no material-tipo ( $40\text{--}60 \times 32\text{--}52 \mu\text{m}$ ), com conídios alcançando até  $200 \mu\text{m}$  de extensão. Apesar dessas dimensões, as outras características relacionadas à formação do conídio concordaram com a descrição de Nawawi & Kuthubutheen (1990b). Este é o segundo registro mundial desta espécie e o primeiro para o continente americano.

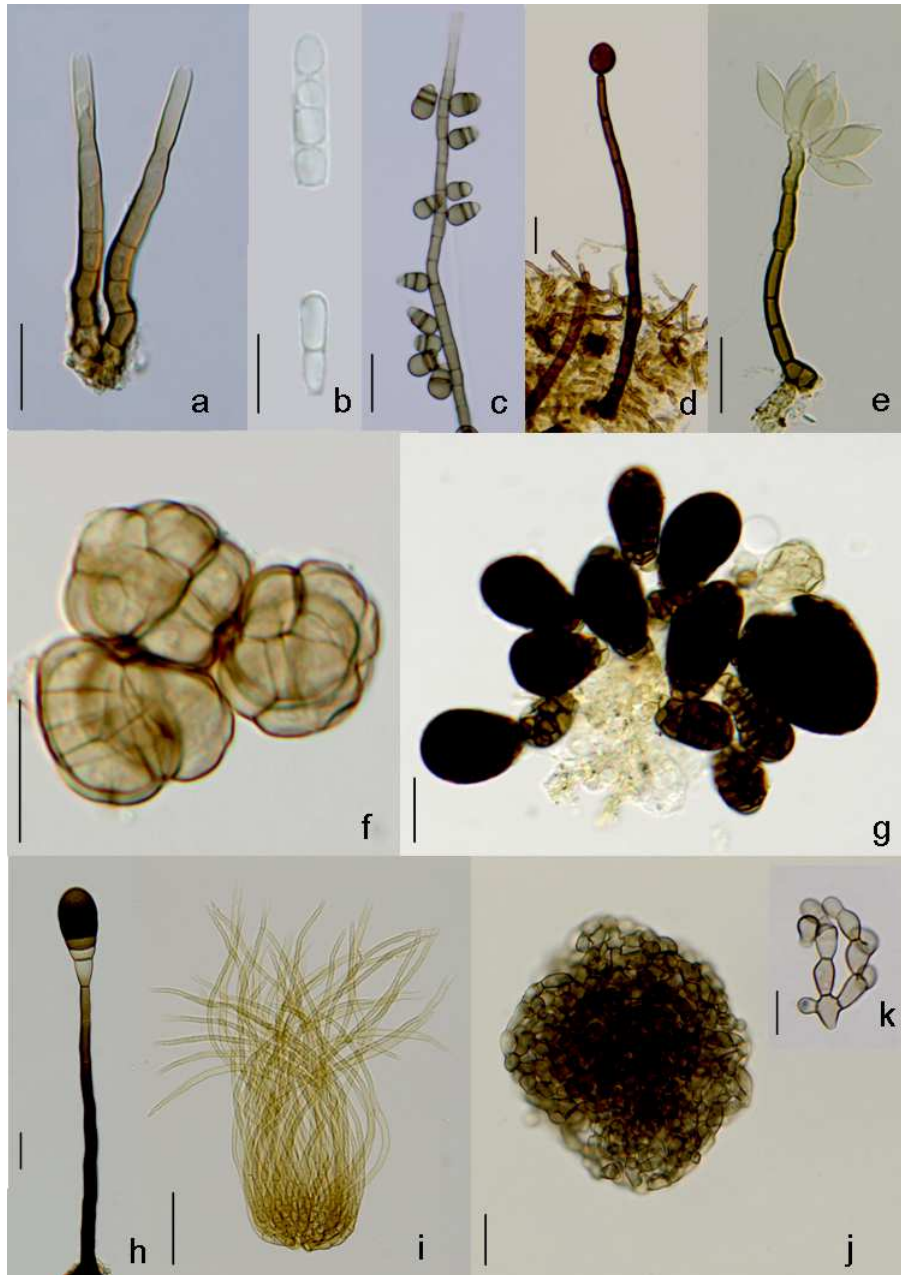
*Pseudaegerita ossiformis* Abdullah, Gené & Guarro, Mycotaxon 65: 494, 1997.

CONIDIÓFOROS macronemáticos, mononemáticos, simples, eretos, retos a levemente flexuosos, cilíndricos, septados, lisos, castanho-claros,  $62,5\text{--}125 \times 2,5\text{--}4 \mu\text{m}$ . CÉLULAS CONIDIOGÊNICAS poliblasticas, integradas. PROPÁGULOS CONIDIAIS esféricos a subsféricos,  $75\text{--}120 \mu\text{m}$  de diâmetro, verde acinzentado a verde oliva, composto de um compacto sistema de ramificação de células subangulares com extremidades arredondas, frequentemente triangulares ou quadrangulares,  $5\text{--}7,5 \mu\text{m}$  de diâmetro, cada célula formando  $1\text{--}3$  células-filhas, não desarticulando em fragmentos, compactos, retendo ar entre as células.

**Material examinado** – Brasil, Pará, Belém, Parque Estadual do Utinga, sobre folha em decomposição submersa, 04 Agosto 2011, J.S. Monteiro (HUEFS 201438).

**Distribuição geográfica** – Itália (Abdullah *et al.*, 1997).

**Notas** – *Pseudaegerita* foi proposto por Crane & Schoknecht (1981) com *P. corticalis* (Peck) Crane & Schoknecht como espécie-tipo. Este gênero aeroaquático desenvolve propágulos conidiais compostos de um sistema altamente ramificado de células torulosas, globosas, elipsoidais a subangulares, formando 1–4 células-filhas, retendo ar entre as células (Crane & Schoknecht, 1981). Oito espécies estão descritas e se distinguem quanto à morfologia dos propágulos e de suas células componentes (Abdullah *et al.*, 2005; Cooper, 2005). *Pseudaegerita matsushimae* Abdullah & J. Webster é similar a *P. ossiformis*, mas apresenta propágulos conidiais maiores e células globosas com 7–10 µm de diâmetro (Abdullah *et al.*, 2005). O material analisado apresentou propágulos conidiais e células componentes maiores que os do material-tipo, mas se enquadraram nas demais características descritas originalmente (Abdullah *et al.*, 1997). Este é o segundo registro mundial desta espécie e o primeiro para o continente americano.



**Fig. 2.** *Fusichalara goanensis*. a. conidióforos, b. conídios. *Guedea ovata*. c. conidióforos e conídios. *Hemicorynespora deightonii*. d. conidióforo e conídio. *Mackenziella livistonae*. e. conidióforo e conídios. *Monodictys cerebriformis*. f. conídios. *Monodictys melanocephaloides*. g. conídios. *Monotosporella palmicola*. h. conidióforo e conídio. *Nidulispora quadrifida*. i. conídio. *Pseudaeegerita ossiformis*. j. propágulo conidial, k. detalhe das células componentes. Barras: 20 µm (a, c-k), 10 µm (b).

*Quadracaea mediterranea* Lunghini, Pinzari & Zucconi, Mycotaxon 60: 104, 1996.

CONIDIÓFOROS macronemáticos, mononemáticos, solitários, simples, eretos, retos a levemente flexuosos, cilíndricos, septados, lisos, castanhos a castanho-escuros, 82,5–135 × 4–5 µm. CÉLULAS CONIDIOGÊNICAS poliblasticas, integradas, terminais a intercalares,



subcilíndricas, lisas, castanho-claras,  $7,5-10 \times 3,5-4 \mu\text{m}$ , produzindo células separadoras apicais e laterais. Células separadoras acropleurógenas, simples ou em grupos de 3–4, ampuliformes, afiladas no ápice, com extensão percorrente, lisas, castanhas,  $5-7,5 \times 4-5 \mu\text{m}$ . CONÍDIOS acrógenos, solitários, obpiriformes, 3-septos transversais, levemente constrictos nos septos, lisos, célula basal truncada com distinto “frill”, parede espessa, castanho-clara, as duas células centrais castanhas a castanho-escuras, célula apical cônica, castanho-clara,  $20-25 \times 7,5-10 \mu\text{m}$ . Sinanamorfo *Selenosporella* produzindo conídios unicelulares, fusiformes, lisos, hialinos,  $3,5-5 \times 1 \mu\text{m}$ .

**Material examinado** – Brasil, Pará, Belém, Parque Ecológico de Gunma, sobre folha em decomposição submersa, 19 Janeiro 2012, J.S. Monteiro (HUEFS 201439).

**Distribuição geográfica** – China (Wu & Zhuang, 2005), Itália (Lunghinni *et al.*, 1996).

**Notas** – *Quadracaea* foi proposto por Lunghini *et al.* (1996) e se caracteriza pelos conidióforos com extensões percorrentes, células conidiogênicas poliblasticas, com células separadoras e conídios septados, castanhos, com sinanamorfo produzido no ápice. Três espécies estão descritas: a espécie-tipo *Q. mediterranea*, *Q. roureae* Y.D. Zhang & X.G. Zhang (Zhang *et al.*, 2012a) e *Q. stauroconidia* F.R. Barbosa & Gusmão (Barbosa *et al.*, 2013). Em *Q. mediterranea* os conidióforos podem ser simples ou ramificados e os conídios sem células laterais. Em *Q. roureae* os conidióforos são simples e os conídios possuem 0–1 células laterais. Enquanto *Q. stauroconidia* também possui conidióforos simples, porém os conídios são estauriformes com 1–2 células laterais. O material analisado concordou com as características observadas por Lunghinni *et al.* (1996), sendo este o primeiro registro para o continente americano.

*Selenosporella aristata* Kuthub. & Nawawi, Transactions of the British Mycological Society 91 (2): 331, 1988.

CONIDIÓFOROS macronemáticos, mononemáticos, simples, solitários, eretos, retos, cilíndricos, levemente afilados no ápice, lisos, castanhos próximos à base, castanho-claros em direção ao ápice,  $137,5-275 \times 7,5-10 \mu\text{m}$ , ápice sempre fértil. CÉLULAS CONIDIOGÊNICAS enteroblásticas, polifialídicas, distintas, indeterminadas, proliferando simpodialmente, 1–4 dispostas em grupos logo abaixo do septo transversal, lageniformes a ampuliformes, lisas, castanho-claras,  $10-18 \times 2-3 \mu\text{m}$ , com diminutos colaretes restritos ao ápice. CONÍDIOS unicelulares, aristados, base aguda, ápice terminando num apêndice, lisos, hialinos,  $14-17 \times 1 \mu\text{m}$ ; apêndices  $5-6 \mu\text{m}$  de extensão.

**Material examinado** – Brasil, Pará, Belém, Ilha do Combu, sobre folha em decomposição submersa, 18 Outubro 2012, J.S. Monteiro (HUEFS 201440).

**Distribuição geográfica** – Malásia (Kuthubutheen & Nawawi, 1988).

**Notas** – *Selenosporella* G. Arnaud *ex* MacGarvie foi proposto por MacGarvie (1968) com *S. curvispora* G. Arnaud *ex* MacGarvie como espécie-tipo. Doze espécies são reconhecidas em *Selenosporella* (Castañeda Ruiz *et al.*, 2009a). Duas espécies, *S. acicularis* B. Sutton & Hodges e *S. perramosa* (W.B. Kendr. & R.F. Castañeda) R.F. Castañeda, apresentam similaridades com *S. aristata*, entretanto possuem conídios aciculares e células conidiogênicas arranjadas no ápice e ao longo do conidióforo, respectivamente (Castañeda Ruiz *et al.*, 2009a). O material examinado está de acordo com a descrição de Kuthubutheen & Nawawi (1988), mas apresentou conídios menores ( $14\text{--}17 \times 1 \mu\text{m}$ ). Este representa o primeiro registro desta espécie para o continente americano.

*Sporoschisma uniseptatum* Bhat & W.B. Kendr., Mycotaxon 49: 71, 1993.

SETAS capitadas, eretas, retas ou levemente flexuosas, lisas, castanho-claras,  $87,5\text{--}97,5 \times 5\text{--}6 \mu\text{m}$ ; ápice dilatado, arredondado,  $5\text{--}6 \mu\text{m}$  de largura. CONIDIÓFOROS mononemáticos, associados com setas capitadas, eretos, retos ou levemente flexuosos, cilíndricos, lisos, castanho-escuros,  $162,5\text{--}200 \times 7,5\text{--}9 \mu\text{m}$ . CÉLULAS CONIDIOGÊNICAS fialídicas, lisas, castanho-escuras,  $112\text{--}132,5 \times 10\text{--}12,5 \mu\text{m}$ ; ventre dilatado,  $27,5\text{--}37,5 \times 17,5\text{--}20 \mu\text{m}$ ; colaretes cilíndricos, castanho-escuros,  $85\text{--}95 \times 15\text{--}17,5 \mu\text{m}$ . CONÍDIOS cilíndricos, com extremidades truncadas, 1-septo, raramente 2-septos, verruculosos, castanhos,  $27,5\text{--}32,5 \times 10\text{--}12,5 \mu\text{m}$ .

**Material examinado** – Brasil, Pará, Belém, Ilha do Combu, sobre galho em decomposição submerso, 05 Abril 2011, J.S. Monteiro (HUEFS 201441).

**Distribuição geográfica** – Austrália (Hyde & Goh, 1998a), Brunei (Fryar *et al.*, 2004a), China (Tsui *et al.*, 2001), Índia, Seychelles (Goh *et al.*, 1997b), Malásia (Lee *et al.*, 2012), Tailândia (Sivichai *et al.*, 2000).

**Notas** – *Sporoschisma* Berk. & Broome apresenta sete espécies aceitas, ocorrendo geralmente sobre material lenhoso (Goh *et al.*, 1997b). *Sporoschimopsis* Hol.-Jech. & Hennebert é similar a *Sporoschisma*, mas possui conidióforos com extensões percorrentes e fiálides com ventre cilíndrico (Seifert *et al.*, 2011). Apenas *S. parvicuneatum* Goh & K. D. Hyde também apresenta conídios uniseptados, mas se diferencia de *S. uniseptatum* pelos conídios levemente cuneiformes, com ápice arredondado e base truncada, e ausência de setas capitadas (Goh *et al.*, 1997b). O material estudado concordou com descrição de

Bhat & Kendrick (1993). Esta espécie tem sido registrada apenas em material lenhoso, sendo este o primeiro registro para o continente americano.

*Stellomyces suidafricanus* Morgan-Jones, R.C. Sinclair & Eicker, Mycotaxon 28 (2): 448, 1987.

CONIDIÓFOROS macronemáticos, mononemáticos, solitários, simples ou ramificados, eretos, retos ou levemente curvados, cilíndricos, septados ou não, atenuando gradualmente em direção ao ápice, lisos, hialinos,  $33\text{--}55 \times 2\text{--}3 \mu\text{m}$ , com numerosos dentículos no ápice. CÉLULAS CONIDIOGÊNICAS poliblasticas, integradas, terminais ou distintas como uma ramificação lateral, não septada,  $15\text{--}30 \mu\text{m}$  de extensão, indeterminadas, mais largas em direção ao ápice,  $3\text{--}4 \mu\text{m}$  de diâmetro, porção distal inflada globosa a subglobosa, com numerosos dentículos, dispostos radialmente, cilíndricos, atenuados, retos ou levemente curvados,  $2\text{--}3 \mu\text{m}$  de largura; às vezes produzindo uma extensão inflada lateral que se torna denticulada. CONÍDIOS holoblásticos, solitários, unicelulares, elipsoidais, levemente assimétricos, gutulados, lisos, hialinos,  $7\text{--}10 \times 2\text{--}3 \mu\text{m}$ .

**Material examinado** – Brasil, Pará, Belém, Ilha do Combu, sobre galho em decomposição submerso, 29 Outubro 2011, J.S. Monteiro (HUEFS 201442).

**Distribuição geográfica** – África do Sul (Morgan Jones *et al.*, 1987).

**Notas** – *Stellomyces* Morgan-Jones, R.C. Sinclair & Eicker foi introduzido por Morgan Jones *et al.* (1987) para acomodar a espécie-tipo *S. suidafricanus*. É caracterizado por conidióforos simples ou ramificados, hialinos, células conidiogênicas simpodiais, vesiculadas, com longos dentículos e conídios unicelulares, hialinos (Seifert *et al.*, 2011). Prasad & Bhat (2002) descreveram *S. kendrickii* Kesh. Prasad & Bhat sobre substratos lenhosos na Índia. Esta espécie se diferencia de *S. suidafricanus* quanto à presença de vesículas férteis globosas com dentículos mais curtos e conídios menores e cuneiformes. O material examinado apresentou conidióforos mais longos e conídios mais estreitos, concordando com as outras características descritas por Morgan Jones *et al.* (1987). Este é o segundo registro mundial da espécie e o primeiro para o continente americano.

*Vermispora fusarina* Burghouts & W. Gams, Memoirs of the New York Botanical Garden 49: 58, 1989.

CONIDIÓFOROS macronemáticos, mononemáticos, simples, eretos, retos, levemente geniculados, lisos, hialinos,  $50\text{--}85 \times 2,5\text{--}5 \mu\text{m}$ . CÉLULAS CONIDIOGÊNICAS simpodiais,

denticuladas, hialinas. CONÍDIOS fusiformes, levemente curvados, 2–4 (principalmente 3)-septados, ápice levemente curvado, lisos, hialinos,  $32,5\text{--}45 \times 3\text{--}4 \mu\text{m}$ .

**Material examinado** – Brasil, Pará, Belém, Parque Estadual do Utinga, sobre galho em decomposição submerso, 18 Janeiro 2012, J.S. Monteiro (HUEFS 201443).

**Distribuição geográfica** – Holanda (Burghouts & Gams, 1989).

**Notas** – *Vermispora* Deighton & Piroz. foi proposto por Deighton & Pirozynski (1972) e inclui cinco espécies descritas: a espécie-tipo *V. grandispora* Deighton & Piroz., *V. obclavata* V. Rao & de Hoog, *V. fusarina*, *V. cauveriana* Rajashekhar, Bhat & Kaveriappa e *V. leguminacea* J. Chen, L.L. Xu, B. Liu & Xing Z. Liu (Seifert *et al.*, 2011). *Vermispora grandispora* se assemelha a *V. fusarina* quanto à forma conidial, mas possui conídios maiores e 5–8-septados (Chen *et al.*, 2007b). O material analisado apresentou apenas conídios mais estreitos, concordando com as demais características descritas por Burghouts & Gams (1989). Este é o segundo registro mundial da espécie e o primeiro para o continente americano.

*Xylomyces giganteus* Goh, W.H. Ho, K.D. Hyde & K.M. Tsui, Mycological Research 101: 1324, 1997.

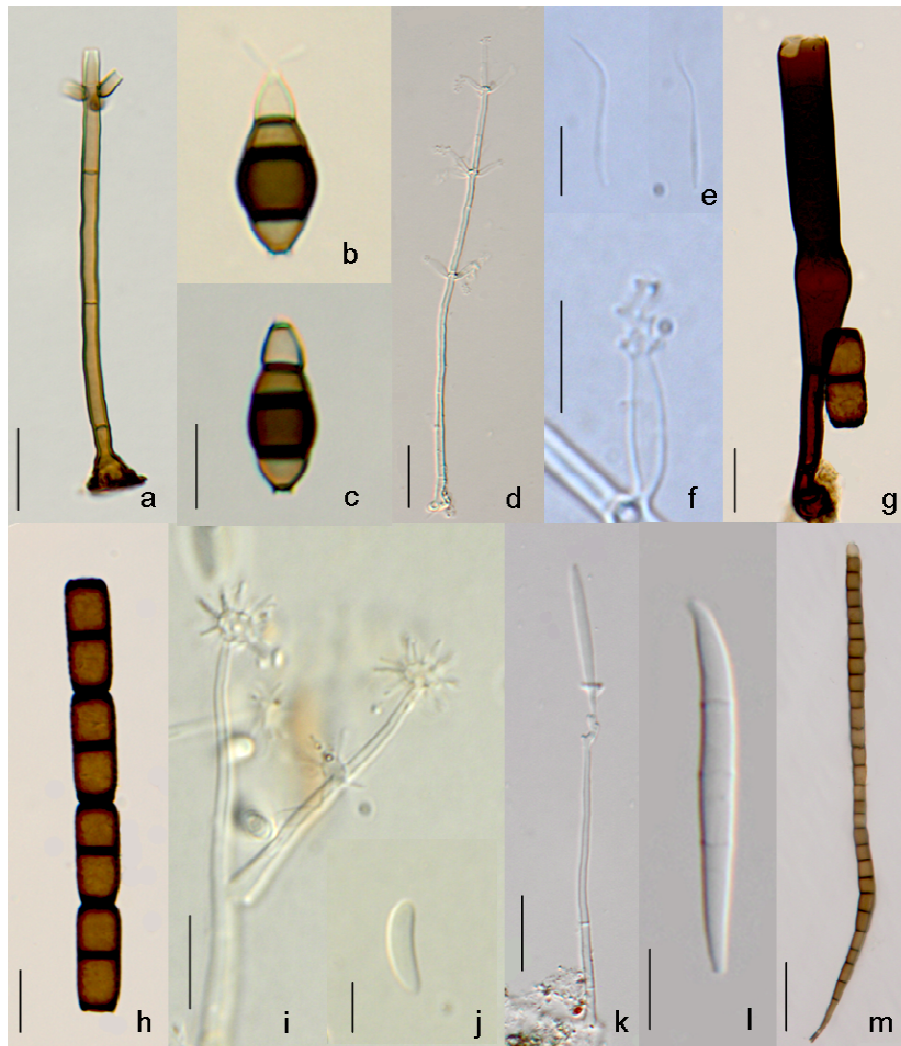
CONIDIÓFOROS e CONÍDIOS não desenvolvidos. CLAMIDÓSPOROS fusiformes, intercalares, retos ou curvados, solitários ou em cadeias, raramente ramificados, com 17–31 septos, constrictos no septo, lisos, castanhos a castanho-avermelhados, com as células das extremidades mais claras,  $300\text{--}600 \times 30\text{--}36 \mu\text{m}$ .

**Material examinado** – Brasil, Pará, Belém, Parque Ecológico de Gunma, sobre galho em decomposição submerso, 11 Janeiro 2013, J.S. Monteiro (HUEFS 201444).

**Distribuição geográfica** – Austrália, África do Sul, Reino Unido (Goh *et al.*, 1997a), Brunei (Fryar *et al.*, 2004b), Lituânia (Markovskaja, 2012).

**Notas** – *Xylomyces* Goos, R.D. Brooks & Lamore foi introduzido por Goos *et al.* (1977) e se caracteriza pela produção de clamidósporos mais ou menos fusiformes, multiseptados, demaciáceos, lisos ou ornamentados. Sete espécies são reconhecidas em *Xylomyces*, se diferenciando quanto ao tamanho, septação e ornamentação dos clamidósporos (Goh *et al.*, 1997a). *Xylomyces chlamydosporis* Goos, R.D. Brooks & Lamore possui morfologia similar a *X. giganteus*, mas se distingue pelos clamidósporos menores e com 6–14-septos (Goos *et al.*, 1977). O material examinado apresentou clamidósporos maiores e com mais septos que o descrito por Goh *et al.* (1997a) no material-tipo. Apesar dessas variações

concordou com as outras características descritas. Este é o primeiro registro desta espécie no continente americano.



**Fig. 3.** *Quadracaea mediterranea*. a. conidióforo, b-c. conídios. *Selenosporella aristata*. d. conidióforo, e. conídios, f. célula conidiogênica. *Sporoschisma uniseptatum*. g. conidióforo e conídio, h. conídios em cadeia. *Stellomyces suidafrikanus*. i. conidióforo, j. conídio. *Vermispora fusarina*. k. conidióforo e conídio, l. conídio. *Xylomyces giganteus*. m. clamidosporo. Barras: 50  $\mu\text{m}$  (l), 20  $\mu\text{m}$  (a, c-g, j), 10  $\mu\text{m}$  (b, h, k), 5  $\mu\text{m}$  (i).

### Agradecimentos

Os autores agradecem ao Programa de Pós-Graduação em Biologia de Fungos e ao suporte técnico oferecido pelo Laboratório de Micologia da Universidade Estadual de Feira de Santana. A primeira autora agradece à Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) pela bolsa de doutorado concedida. O segundo autor agradece ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq) pelo apoio financeiro (LFP Gusmão, Proc. 305413/2011-2).

#### **4.12. FUNGOS CONIDIAIS EM MATERIAL VEGETAL SUBMERSO EM CORPOS D'ÁGUA DE TRÊS FRAGMENTOS FLORESTAIS DA AMAZÔNIA BRASILEIRA (PARÁ, BRASIL)<sup>12</sup>**

**Resumo:** Os fungos são importantes decompositores da matéria orgânica vegetal acumulada tanto em ambientes terrestres quanto aquáticos, permitindo a disponibilização de nutrientes para outros níveis tróficos. Este estudo teve por objetivo investigar a ocorrência de fungos conidiais associados à decomposição de material vegetal submerso em três fragmentos florestais da Amazônia brasileira (Belém, Pará). Entre abril de 2011 e janeiro de 2013, amostras de material vegetal (folhas e galhos submersos) foram coletadas e mantidas em câmara-úmida durante 30 dias. Foi encontrada uma riqueza total de 235 espécies e 138 gêneros. Ocorreu baixa similaridade entre as áreas de estudo. A maioria dos fungos apresentou constância accidental. Este é o primeiro estudo que aborda a presença de fungos conidiais em ambientes aquáticos da Amazônia brasileira, obtidos pela técnica de lavagem de substratos. Os dados contribuíram para o conhecimento de espécies fúngicas desse bioma altamente diverso e ainda pouco explorado.

**Abstract:** The fungi are important decomposers of dead organic material plant accumulated in terrestrial and aquatic environments, enabling nutrients to other tropical levels. The objective of this study was investigate the conidial fungi associated with submerged plant debris in three areas of Brazilian Amazon (Belém, Pará). From April 2011 to January 2013, samples of submerged dead plant debris (leaves and twigs) were collected and kept in moist chamber for 30 days. Two hundred and thirty-five species belonging to 138 genera were found. There was low similarity between areas. The constancy of most fungi was accidental. This work is the first about the presence of conidial fungi on submerged leaf litter in freshwater environments of Brazilian Amazon. The results contributes to the knowledge of fungal species in this biome very diverse and poorly explored.

---

<sup>12</sup> Trabalho a ser submetido para publicação como Monteiro, J.S., Gusmão, L.F.P. 2014. Fungos conidiais em material vegetal submerso em corpos d'água de três fragmentos florestais da Amazônia brasileira (Pará, Brasil). *Acta Botanica Brasilica*.

## Introdução

Os fungos desempenham importante papel na decomposição da matéria orgânica acumulada em ambientes aquáticos. Diversas espécies fúngicas pertencentes a vários grupos taxonômicos ocorrem neste ambiente, e muitas delas desenvolveram diferentes mecanismos para sobreviver e dispersar seus esporos na água (Goh & Hyde, 1996; Jones, 2006; Shearer *et al.*, 2007).

Dentre os vários representantes de fungos presentes em ambientes aquáticos dulcícolas, os fungos conidiais se destacam por sua alta frequência e diversidade. Ecologicamente estão divididos em três grupos: fungos ingoldianos, fungos aeroaquáticos e fungos aquático-facultativos (ou aquático-lignícolas) (Goh & Hyde, 1996; Shearer *et al.*, 2007). Os fungos ingoldianos apresentam formas adaptadas para colonizar o substrato vegetal submerso e dispersar seus conídios (esporos) na água (Descals & Moralejo, 2001). Os fungos aeroaquáticos esporulam somente quando entram em contato com a superfície da água, apresentando formas que lhes permitem flutuar (Beverwijk, 1951; Goh & Hyde, 1996). Os fungos aquático-facultativos não possuem adaptações para a dispersão na água, embora apêndices e envoltórios mucilaginosos estejam presentes em algumas espécies (Goh & Hyde, 1996; Jones, 2006).

Estimativas recentes indicam a presença de 539 espécies de fungos conidiais em ambientes aquáticos, muitas delas com ampla distribuição geográfica (Shearer & Raja, 2010). No Brasil os estudos nestes ambientes ainda são pontuais, mas já apontam para uma alta diversidade fúngica. O bioma Caatinga apresenta, até o momento, maior número de fungos conidiais registrados (Almeida *et al.*, 2012; Barbosa *et al.*, 2013; Silva & Gusmão, 2013; Fiuza & Gusmão, 2014). Para Amazônia, apenas um estudo foi publicado descrevendo novas espécies e registros do gênero aeroaquático *Fusticeps* (Monteiro & Gusmão 2013). Este dado é preocupante visto que muitas áreas disponíveis para estudo estão sofrendo constante pressão antrópica, especialmente as áreas presentes em regiões densamente povoadas como Belém (Pará) (Leão *et al.*, 2007; Amaral *et al.*, 2009).

Apesar dos ambientes aquáticos amazônicos abrangerem cerca de 300.000 km<sup>2</sup>, praticamente nenhuma informação está disponível sobre a presença de fungos nestes ecossistemas aquáticos. Somente o trabalho de Karling (1944), que descreveu três espécies do fungo zoospórico *Rhizidiomyces* Zopf (Hyphochytriomycota, Reino Chromista) no Amazonas e Mato Grosso, é conhecido para esta região. As matas de várzea, que permanecem inundadas durante o período de cheia dos rios, e as matas de igapós, que estão

frequentemente inundadas, apresentam áreas em potencial para a realização de estudos e provável descoberta de novas espécies (IBGE, 2004; Killeen, 2007).

O objetivo deste estudo foi analisar a riqueza, constância e similaridade dos fungos conidiais presentes em material vegetal em decomposição submerso em corpos d'água em três fragmentos florestais da Amazônia brasileira (Belém, Estado do Pará).

### **Material e métodos**

O presente estudo foi realizado em três fragmentos florestais pertencentes à Região Metropolitana de Belém (RMB), Estado do Pará. O clima da região é tropical úmido, com temperatura média em torno de 26° C. A umidade relativa do ar varia em torno de 85 % e a precipitação pluviométrica anual está entre 2.500 a 3.000 mm (SUDAM, 1984). As estações são reguladas pela pluviosidade e não pela temperatura, apresentando duas estações definidas – estação chuvosa e seca – segundo a maior ou menor frequência de chuvas (Diniz, 1986).

As expedições de coleta foram realizadas no Parque Estadual do Utinga (1°25'S e 48°27'W), Área de Proteção Ambiental Ilha do Combu (1°29'20"S e 48°25'54"W) e Parque Ecológico de Gunma (1°13'86"S e 48°17'41"W) no período de abril/2011 a janeiro/2013. Foram coletadas amostras de material vegetal submerso (folhas e galhos) em decomposição, em três cursos d'água em cada área de estudo. O material coletado foi submetido à técnica de lavagem em água corrente e mantido em câmara-úmida a temperatura ambiente (Castañeda Ruiz, 2005). Durante 30 dias o material foi observado em estereomicroscópio, sendo as estruturas reprodutivas dos fungos retiradas com auxílio de agulhas de ponta fina e transferidas para lâminas contendo resina PVL (álcool polivinílico + lactofenol). A identificação foi realizada pelas medições das estruturas reprodutivas de importância taxonômica e de consulta à literatura especializada. Lâminas foram depositadas no Herbário da Universidade Estadual de Feira de Santana (HUEFS) e duplicatas no Herbário Pe. Camille Torrend (URM) da Universidade Federal de Pernambuco.

Os aspectos ecológicos analisados foram riqueza, constância e similaridade. A riqueza é definida como o número total de espécies encontradas em cada área de estudo. A constância foi calculada de acordo com a fórmula  $C = p.100/P$  onde  $p$  = número de coletas em que uma espécie fúngica foi encontrada e  $P$  = número total de coletas. A constância foi classificada em Acidental,  $C \leq 25\%$ ; Acessória,  $25 < C \leq 50\%$  e Constante,  $C > 50\%$  (Cavalcanti & Mobim, 2004). A similaridade entre as áreas de estudo foi obtida através do



Índice de Sorensen,  $S = 2c.100/a+b$ , onde  $c$  = número de fungos comuns a duas áreas e  $a+b$  = número de fungos presentes nas áreas  $a$  e  $b$  (Muller-Dumbois, 1981).

## Resultados e discussão

Um total de 235 espécies de fungos conidiais (233 hifomicetos e dois coelomicetos) foi registrado em material vegetal em decomposição submerso em corpos d'água neste estudo (Tabela 1). Trinta e nove espécies (16,6% do total de espécies) foram comuns às três áreas de coleta, mas apenas *Cancellidium applanatum* Tubaki ocorreu em todas as áreas e em todas as coletas, enquanto *Helicomyces roseus* Link ocorreu em todas as áreas. Sessenta e sete espécies foram registradas uma única vez ao longo do estudo, compreendendo 28,5% do total de espécies. Em relação à exclusividade de espécies por área, 55 espécies ocorreram somente na Ilha do Combu (IC), 41 no Parque Ecológico de Gunma (PG) e 29 no Parque Estadual do Utinga (PEUt).

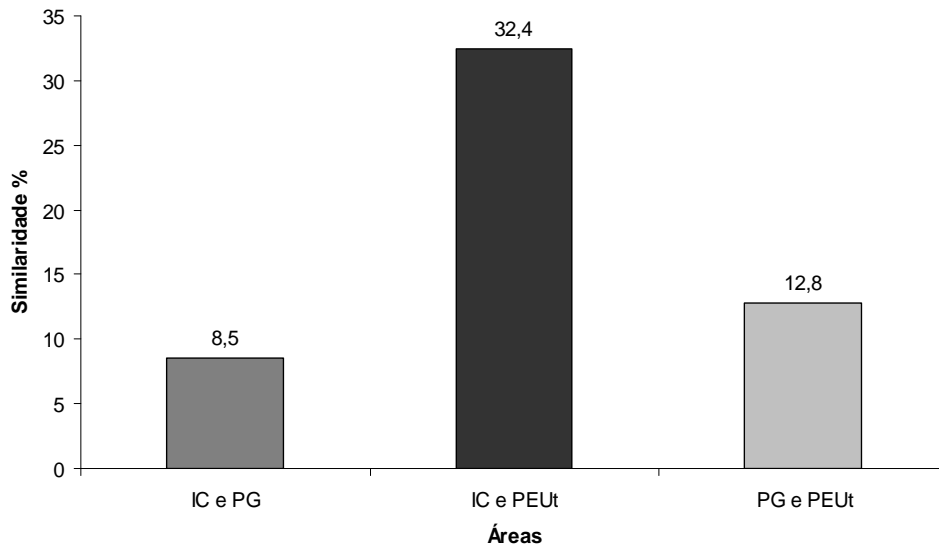
A IC apresentou maior riqueza de espécies (151 espécies), seguida pelo PEUt (127 espécies) e o PG (107 espécies). Os corpos d'água presentes na IC e no PG apresentam fluxo de água lento, cuja velocidade aumenta conforme os níveis de água sobem influenciados pelas cheias e vazantes dos rios próximos. No PEUt, o igarapé (riacho) onde a coleta foi realizada apresenta fluxo mais rápido e sua correnteza é influenciada pelas águas que chegam até uma das turbinas que bombeiam água para a estação de tratamento que abastece a RMB. No PEUt estão localizados dois lagos (Água Preta e Bolonha) e alguns corpos d'água são encontrados próximos aos fragmentos florestais do parque.

O índice de Sørensen obtido para as áreas de estudo indicou baixa similaridade entre as três áreas (Fig. 1). Entre os fatores que influenciam a composição da comunidade fúngica estão a vegetação ripária (Tsui *et al.*, 2000; Vjaykrishna & Hyde, 2006), poluição (Luo *et al.*, 2004; Hu *et al.*, 2010), zonas de transição climática (Tsui *et al.*, 2001; Raja *et al.*, 2009), variações geográficas (condições tropicais/temperadas), fatores físico-químicos (Ho *et al.*, 2001, 2002) e tipos de substrato (Sivichai *et al.*, 2000).

Os gêneros *Canalisporium*, *Dactylaria*, *Dictyochaeta*, *Dictyosporium*, *Ellisembia*, *Fusticeps*, *Monodictys*, *Sporidesmium* e *Thozetella* foram representados por quatro ou mais espécies (Tabela 1). Algumas espécies nestes gêneros são encontradas com frequência em substratos em decomposição submersos (Tsui *et al.*, 2001; Raja *et al.*, 2009; Hu *et al.*, 2010; Barbosa *et al.*, 2013).

Alguns fungos que ocorreram neste estudo como *Acrogenospora sphaerocephala* (Berk. & Broome) M.B. Ellis, *Canalisporium caribense* (Hol.-Jech. & Mercado) Nawawi

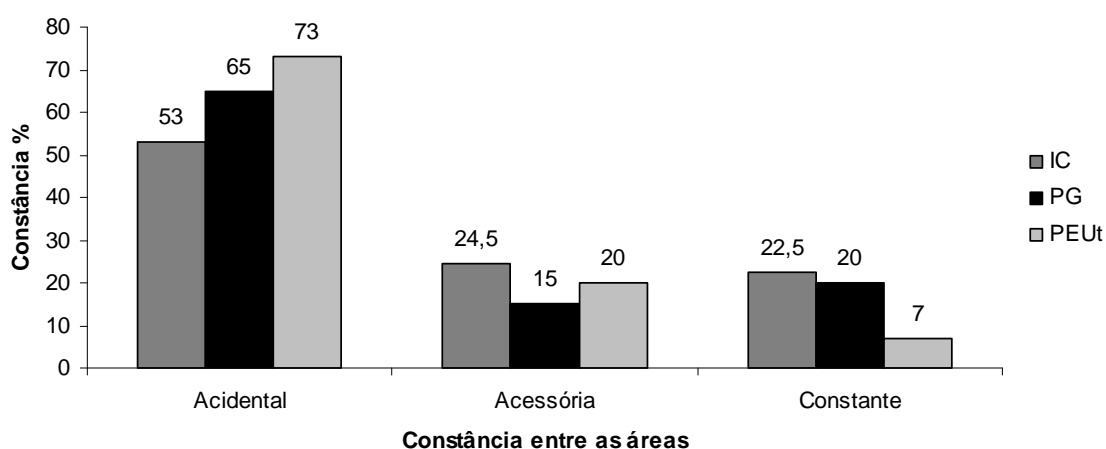
& Kuthub., *C. applanatum*, *Candelabrum brochiatum* Tubaki, *Dictyosporium digitatum* J.L. Chen, C.H. Hwang & S.S. Tzean, *H. roseus*, *Phaeoisaria clematidis* (Fuckel) S. Hughes, *Pleurothecium recurvatum* Höhn. e *Sporoschisma saccardoii* E.W. Mason & S. Hughes são comuns em ambientes aquáticos tropicais e temperados, sendo consideradas espécies cosmopolitas (Ho *et al.*, 2001; Cai *et al.*, 2003; Fryar *et al.*, 2004; Hu *et al.*, 2010). *Sporoschisma uniseptatum* Bhat & W.B. Kendr. é frequentemente registrada em áreas tropicais, sendo considerada pantropical (Goh *et al.*, 1997b; Ho *et al.*, 2001). As espécies *Beverwykella clathrata* Voglmayr, *Dactylaria curvoclavata* Matsush., *D. naviculiformis* Matsush. e *Neta quadriguttata* Shearer não são restritas a regiões de clima temperado (Matsushima, 1975, 1983; Hoog, 1985; Voglmayr & Delgado-Rodríguez, 2003) e podem ter ampla distribuição em regiões tropicais.



**Fig. 1.** Similaridade de fungos conidiais entre três fragmentos florestais na Amazônia brasileira. IC = Área de Proteção Ilha do Combu, PG = Parque Ecológico de Gunma, PEUt = Parque Estadual do Utinga.

A maioria das espécies na Ilha do Combu foi acidental (53%) e 22,5% constantes; no Parque Ecológico de Gunma 65% das espécies foram acidentais enquanto 20% foram constantes; no Parque Estadual do Utinga a maior parte das espécies foi acidental (73%) e apenas 7% foram constantes (Fig. 2). Um total de 22 espécies foram contantes neste estudo incluindo espécies comuns também ao folheto terrestre como *Beltrania rhombica* Penz., *Cryptophiale kakombensis* Piroz. e *Menisporopsis theobromae* S. Hughes.

Em relação à colonização de substratos, 67 espécies foram encontradas exclusivamente sobre galhos, 70 sobre folhas e 98 ocorreram em ambos os substratos (Tabela 1). Estudos em ambientes aquáticos indicam que as folhas são colonizadas primariamente por fungos ingoldianos (Krauss *et al.*, 2011). Os materiais lenhosos geralmente são colonizados por fungos aquático-facultativos, especialmente os demaciáceos, devido à presença de melanina em suas paredes que os tornam mais resistentes a períodos de desidratação quando os substratos emergem (Sivichai *et al.*, 2002). Os fungos aeroaquáticos também vêm sendo registrados em material vegetal submerso, com menor frequência (Goh & Hyde, 1996; Shearer *et al.*, 2007).



**Fig. 2.** Constância de fungos conidiais presentes nas três áreas de estudo. IC = Área de Proteção Ilha do Combu, PG = Parque Ecológico de Gunma, PEUt = Parque Estadual do Utinga.

A especificidade de substratos tem sido estudada com maior frequência entre os hifomicetos ingoldianos, sugerindo que estes fungos podem colonizar uma ampla variedade de substratos (Gulis, 2001; Nikolcheva & Bärlocher, 2005; Ferreira *et al.*, 2006). No presente estudo a maioria das espécies ocorreu tanto em folhas como em galhos em decomposição. Estes resultados discordam dos apresentados por Raja *et al.* (2009), Shearer & Raja (2010) e Barbosa *et al.* (2013), que registraram maior ocorrência de espécies em substratos lenhosos.

Para os ambientes dulcícolas, os fungos conidiais foram divididos em três grupos ecológicos: fungos ingoldianos, fungos aeroaquáticos e fungos aquático-facultativos (Shearer *et al.*, 2007). Dentre as espécies encontradas neste estudo, nove espécies são fungos ingoldianos; 15 espécies são fungos aeroaquáticos e 209 são considerados fungos

aquático-facultativos (Tabela 1). Apenas dois coelomicetos foram encontrados [*Dinemasporium lanatum* Nag Raj & R.F. Castañeda e *D. strigosum* (Pers.) Sacc.], concordando com o resultado de outros estudos (Tsui *et al.*, 2000; Sivichai *et al.*, 2002). Este grupo de fungos conidiais possui poucos relatos em ambientes dulcícolas, devido à falta de especialistas e metodologia adequada para seu estudo (Descals & Moralejo, 2001; Shearer *et al.*, 2007). A espécie *Ingoldiella hamata* (anamorfo de *Sistotrema hamatum* Nawawi & J. Webster) foi o único basidiomiceto registrado neste estudo.

Atualmente 539 fungos conidiais foram registrados em ambientes de água doce no mundo (Shearer & Raja, 2010). Para o Brasil, Barbosa *et al.* (2013) realizaram um estudo pioneiro sobre microfungos (ascomicetos e fungos conidiais) ocorrendo em um riacho na Serra da Jibóia (Bahia) que resultou na descrição de cinco espécies novas. Silva & Gusmão (2013) descreveram uma nova espécie de *Dictyochaeta* em pecíolos submersos em um riacho, na Serra das Confusões (Piauí), bioma Caatinga. Este estudo identificou 12 novos táxons (dois novos gêneros e dez espécies novas) (Tabela 1), confirmando a importância da realização de estudos em ambientes aquáticos pouco explorados, especialmente em regiões tropicais (Shearer *et al.*, 2007; Monteiro & Gusmão, 2013). O desenvolvimento de estudos em áreas geográficas pouco amostradas como África, Austrália, China e América do Sul, pode contribuir para a descoberta de novas espécies e para o entendimento sobre a ecologia dos fungos em ambientes dulcícolas (Shearer *et al.* 2007).

A diversidade de fungos conidiais em ambientes aquáticos de água doce tem sido definida a partir de estudos de materiais lenhosos (cascas, galhos, blocos de madeira) (Hyde & Goh, 1997; Hyde *et al.*, 1998c; Goh & Hyde, 1999; Ho *et al.*, 2001) e de folhas em decomposição (Raja *et al.*, 2009; Barbosa *et al.*, 2013). Estudos com estes tipos de substratos favorecem o aparecimento de grupos fúngicos específicos. Substratos lenhosos são comumente colonizados por ascomicetos e suas formas assexuais (geralmente fungos aquático-facultativos), e mais raramente por basidiomicetos (Sivichai *et al.*, 2002). Por outro lado, folhas em decomposição submersas são tipicamente colonizadas por fungos ingoldianos em ambientes lóticos (Krauss *et al.*, 2011). Os fungos aeroaquáticos ocorrem com maior frequência em substratos submersos de ambientes lênticos (Goh & Hyde, 1996; Shearer *et al.*, 2007).

Os dados obtidos neste estudo são pioneiros para os ambientes aquáticos do Bioma Amazônia e demonstram que estes ambientes apresentam alta diversidade de fungos. Todas as espécies identificadas constituem novos registros para estes ambientes nesta região. Dentre as áreas estudadas, apenas a Ilha do Combu apresenta levantamentos de

fungos conidiais (Rodrigues 1994; Castro *et al.*, 2011, 2012; Monteiro & Gusmão, 2013). Com a inclusão destes resultados 235 espécies de fungos conidiais ocorrem nesta ilha, local com maior número de registros para este grupo na Amazônia brasileira.

O conhecimento de fungos presentes em ambientes aquáticos desses remanescentes de floresta amazônica é praticamente nulo. Este estudo representa a primeira investigação sobre fungos conidiais decompositores de material vegetal submerso para a Amazônia brasileira.

### **Agradecimentos**

Os autores agradecem ao Programa de Pós-Graduação em Biologia de Fungos e ao suporte técnico oferecido pelo Laboratório de Micologia da Universidade Estadual de Feira de Santana. A primeira autora agradece à Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) pela bolsa de doutorado concedida. Este trabalho foi financiado pelo Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq) (LFP Gusmão, Proc. 305413/2011-2).

**Tabela 1.** Fungos conidiais em substratos vegetais em decomposição submersos em corpos d'água em três áreas na Região Metropolitana de Belém. Fo = Folhas; Ga = Galhos. ♦ Novas espécies; \*Fungos aquático-facultativos; \*\*Fungos aeroaquáticos; \*\*\*Fungos ingoldianos; • Coelomicetos.

Fungos conidiais	Combu		Gunma		Útinga	
	Fo	Ga	Fo	Ga	Fo	Ga
<i>Acrodictys bambusicola</i> M.B. Ellis*		+				
<i>Acrogenospora ovalis</i> Goh, K.D. Hyde & K.M. Tsui*		+				
<i>A. sphaerocephala</i> (Berk. & Broome) M.B. Ellis*		+				+
<i>Actinocladium verruculosum</i> W.P. Wu*				+		
<i>Acumisporea verruculosa</i> Heredia, R.F. Castañeda & R.M. Arias*	+					
<i>Anungitea uniseptata</i> Matsush.*		+				
<i>Arachnophora combuensis</i> J.S. Monteiro, R.F. Castañeda & Gusmão♦*		+				
<i>Arthrobotrys oligospora</i> Fresen.*	+					
<i>Atrogeniculata submersa</i> J.S. Monteiro, R.F. Castañeda & Gusmão♦*					+	
<i>Atrosetaphiale flageliformes</i> Matsush.*				+	+	
<i>Bactrodesmium atrum</i> M.B. Ellis*						+
<i>B. longisporum</i> M.B. Ellis*	+	+				+
<i>B. novageronensis</i> R.F. Castañeda*				+	+	+
<i>Beltrania africana</i> S. Hughes*						+
<i>B. rhombica</i> Penz.*	+		+		+	
<i>Beltraniella portoricensis</i> (F. Stevens) Piroz. & S.D. Patil*			+			+
<i>Berkleasium</i> sp.*	+	+			+	
<i>Berkleasium inflatum</i> Hol.-Jech.*	+	+				+
<i>Beverwykella clathrata</i> Voglmayr**				+	+	
<i>Brachiosphaera tropicalis</i> Nawawi***		+				+
<i>Brachydesmiella caudata</i> V. Rao & de Hoog*		+			+	+
<i>Brachysporiella gayana</i> Bat.*	+			+		+
<i>Cacumisporium pleuroconidiophorum</i> (Davydkina & Melnik) R.F. Castañeda et al.*		+		+		+
<i>C. tropicale</i> R.F. Castañeda, Gusmão & Stchigel.*					+	+
<i>Camposporidium cristatum</i> Nawawi & Kuthub.*	+				+	
<i>C. hughesii</i> R.F. Castañeda & Guarro*					+	
<i>Camposporium antennatum</i> Hark.*	+		+			
<i>C. fusisporum</i> Whitton, McKenzie & K.D. Hyde*	+	+			+	
<i>Canalisporium caribense</i> (Hol.-Jech. & Mercado) Nawawi & Kuthub.*		+		+	+	+
<i>C. elegans</i> Nawawi & Kuthub.*		+				
<i>C. keniense</i> Goh, W.H. Ho & K.D. Hyde*		+				
<i>C. pulchrum</i> (Hol.-Jech. & Mercado) Nawawi & Kuthub.*		+				
<i>Cancellidium applanatum</i> Tubaki**	+	+	+	+	+	+
<i>Candelabrum brocchiatum</i> Tubaki**	+	+		+	+	+
<i>Catenularia cubensis</i> Hol.-Jech.*				+	+	+
<i>Ceratosporella amazonica</i> J.S. Monteiro & Gusmão♦*				+		
<i>C. hernandezii</i> J.S. Monteiro & Gusmão♦*					+	
<i>Chaetendophragma triangularis</i> Matsush.*	+	+				
<i>Chaetopsina nimbae</i> Rambelli*	+	+				+
<i>C. polyblastia</i> Samuels*						+
<i>Chalara alabamensis</i> Morgan-Jones & E.G. Ingram*				+		
<i>C. caribense</i> Hol.-Jech.*		+	+	+		+
<i>Chloridium obclaviforme</i> J. Mena & Mercado*				+		+
<i>C. transvaalense</i> Morgan-Jones, R.C. Sinclair & Eicker*				+		
<i>Coelodictyospora micronesiaca</i> (Matsush.) Matsush.*	+	+		+	+	+
<i>Conioscypha</i> cf. <i>lignicola</i> *					+	
<i>C. varia</i> Höhn.*		+				
<i>Cordana ellipsoidea</i> de Hoog*				+		
<i>Craspedodidymum cubense</i> J. Mena & Mercado*				+		+
<i>C. nigroseptatum</i> Yanna, W.H. Ho, Goh & K.D. Hyde*					+	+
<i>Cryptophiale kakombensis</i> Piroz.*	+		+	+		
<i>C. udagawae</i> Piroz. & Ichinoe*	+		+		+	
<i>Cryptophialoidea fasciculata</i> Kuthub. & Nawawi*				+		
<i>C. ramosa</i> G. Delgado, J. Mena & Gene*				+		
<i>Dactylaria argentina</i> (Aramb. & Mengasc.) Cabello & Cazau*				+		
<i>D. candidula</i> (Höhn.) G.C. Bhatt & W.B. Kendr.*		+	+	+	+	+
<i>D. chrysosperma</i> (Sacc.) G.C. Bhatt & W.B. Kendr.*		+				
<i>D. curvoclavata</i> Matsush.*		+				
<i>D. ficusicola</i> B. Paulus, P. Gadek & K.D. Hyde*					+	
<i>D. hemibeltranioides</i> R.F. Castañeda & W.B. Kendr.*	+					

**Tabela. 1 Continuação**

Fungos conidiais	Combu		Gunma		Utinga	
	Fo	Ga	Fo	Ga	Fo	Ga
<i>D. inaequilatera</i> Matsush.*	+	+				+
<i>D. lakebarrensis</i> Goh & K.D. Hyde*		+		+		
<i>D. naviculiformis</i> Matsush.*		+	+	+	+	
<i>D. saccardoana</i> F.R. Barbosa & Gusmão*	+					
<i>Dendrosporium lobatum</i> Plakidas & Edgerton ex Crane***	+	+				
<i>Dictyochoaeta aciculata</i> S.S. Silva & Gusmão*				+		
<i>D. assamica</i> (Agnihotr.)Aramb., Cabello & Mengasc.*	+			+	+	
<i>D. fertilis</i> (S. Hughes & W.B. Kendr.) Hol.-Jech.*	+	+				+
<i>D. minutissima</i> A. Hern. Gut. & Mena*		+		+	+	+
<i>D. santa-barbarensis</i> J.S. Monteiro, R.F. Castañeda & Gusmão♦*				+	+	
<i>D. simplex</i> (S. Hughes & W.B. Kendr.) Hol.-Jech.*	+	+			+	
<i>D. subfuscospora</i> Kuthub. & Nawawi*				+		
<i>Dictyochoetopsis menisporoides</i> (Hol.-Jech.) Aramb. & Cabello*	+	+				
<i>D. polysetosa</i> R.F. Castañeda, Gusmão, Guarro & Saikawa*		+			+	+
<i>Dictyosporium bulbosum</i> Tzean & J.L. Chen*					+	
<i>D. digitatum</i> J.L. Chen, C.H. Hwang & S.S. Tzean*				+	+	
<i>D. euterpeae</i> C. Castro, Hern.-Gut. & Sotão*	+	+				+
<i>D. musae</i> Photita*	+	+				
<i>D. tetraseriale</i> Goh, Yanna & K.D. Hyde*						+
<i>Dinemasporium lanatum</i> Nag Raj & R.F. Castañeda•	+			+	+	
<i>D. strigosum</i> (Pers.) Sacc. •	+			+	+	+
<i>Diplococcium laxusporum</i> R.F. Castañeda & W.B. Kendr.*					+	
<i>Dischloridium inaequiseptatum</i> (Matsush.) Hol.-Jech.*					+	
<i>Edmundmasonia pulchra</i> Subram.*	+	+			+	+
<i>Ellisembia adscendens</i> (Berk.) Subram.*		+		+		+
<i>E. bambusae</i> (M.B. Ellis) W.P. Wu*	+	+			+	
<i>E. bambusicola</i> (M.B. Ellis) J. Mena & G. Delgado*		+				
<i>E. brachypus</i> (Ellis & Everh.) Subram.*		+				
<i>E. flagelliformes</i> (Matsush.) W.P. Wu*		+			+	
<i>E. leonensis</i> (M.B. Ellis) McKenzie*				+	+	
<i>E. magnibrachypa</i> (Matsush.) T.S. Santa Izabel, A.C. Cruz & Gusmão*		+				
<i>E. minigelatinosa</i> (Matsush.) W.P. Wu*	+	+			+	+
<i>Endophragmiella oblonga</i> (Matsush.) S. Hughes*	+	+				
<i>Exserticlava triseptata</i> (Matsush.) S. Hughes*					+	+
<i>E. vasiformes</i> (Matsush.) S. Hughes*		+		+		+
<i>Flabellospora multiradiata</i> Nawawi***	+					+
<i>Fuschalara novae-zelandiae</i> S. Hughes & Nag Raj*				+		
<i>F. goanensis</i> Bhat & W.B. Kendr.*		+		+	+	+
<i>F. ornamentata</i> J.S. Monteiro, R.F. Castañeda & Gusmão♦*	+	+		+		+
<i>Fusticeps bullatus</i> J. Webster & R.A. Davey**	+					
<i>F. laevisporus</i> Matsush.**	+				+	
<i>F. lampadiformis</i> J.S. Monteiro & Gusmão♦**	+				+	
<i>F. papillatus</i> J.S. Monteiro & Gusmão♦**	+				+	
<i>Gliomastix fusigera</i> (Berk. & Broome) C.H. Dickinson*				+		
<i>Gonytrichum macrocladum</i> (Sacc.) S. Hughes*		+				
<i>Guedea ovata</i> Morgan-Jones, R.C. Sinclair & Eicker*						+
<i>Hadrosporium</i> sp.*				+		
<i>Helicodendron amazonense</i> Matsush.**		+				
<i>Helicodochium amazonicum</i> J.S. Monteiro, R.F. Castañeda & Gusmão♦*		+				
<i>Helicoma dennisii</i> M.B. Ellis*		+				
<i>H. palmigenum</i> (Penz. & Sacc.) Linder*					+	
<i>Helicoma</i> sp.*						+
<i>Helicomycetes roseus</i> Link**	+	+	+	+	+	+
<i>Helicoön peruamazonense</i> Matsush.**	+	+				
<i>Helicorhoidion botryoideum</i> (Cooke) S. Hughes**		+				
<i>Helicosporium pannosum</i> (Berk. & M.A. Curtis) R.T. Moore*	+	+				+
<i>H. virescens</i> (Pers.) Sivan.*	+	+			+	+
<i>Helminthosporium palmigenum</i> Matsush.*		+				
<i>Hemicorynespora deightonii</i> M.B. Ellis*		+				
<i>Henicospora coronata</i> B. Sutton & P.M. Kirk*				+		
<i>Heteroconium</i> sp.*				+		
<i>Hyphodiscosia jaipurensis</i> Lodha & K.R.C. Reddy*					+	
<i>Idriella ramosa</i> Matsush.*	+			+		
<i>Inesiosporium longispirale</i> (R.F. Castañeda) R.F. Castañeda & W. Gams*	+			+	+	

Tabela 1. Continuação

Fungos conidiais	Combu		Gunma		Utinga	
	Fo	Ga	Fo	Ga	Fo	Ga
<i>Ingoldiella hamata</i> D.E. Shaw***	+	+	+	+		
<i>Intercalarispora nigra</i> var. <i>nigra</i> J.L. Crane & Schokn.*	+	+			+	+
<i>Isthmolongispora quadricellularia</i> Matsush.***	+		+			
<i>Janetia curviapicis</i> Goh & K.D. Hyde*				+		
<i>Kendrickiella phycomyces</i> (Auersw.) K. Jacobs & M.J. Wingf.*				+	+	
<i>Kiliophora ubiensis</i> (Caneva & Rambelli) Kuthub. & Nawawi*				+		
<i>Kionochaeta ramifera</i> (Matsush.) P.M. Kirk & B. Sutton*				+		
<i>K. spissa</i> P.M. Kirk & B. Sutton*				+	+	
<i>Kylindria triseptata</i> (Matsush.) DiCosmo, S.M. Berch. & W.B. Kendr.*				+		
<i>Lauriomyces sakaeratisensis</i> Somrith., Kosol & E.B.G. Jones*				+	+	+
<i>Mackenziella livistonae</i> (Yanna & K.D. Hyde) Yanna & K.D. Hyde*	+	+				
<i>Mariannaea elegans</i> (Corda) Samson*	+	+		+		+
<i>Menisporopsis pirozynskii</i> Varghese & V.G. Rao*	+				+	
<i>M. theobromae</i> S. Hughes*	+		+		+	
<i>Mirandina</i> sp.*		+		+		+
<i>Mirandina corticola</i> G. Arnaud*	+	+			+	
<i>Monodictys cerebriformis</i> G.Z. Zhao & T.Y. Zhang*		+				
<i>M. melanocephaloides</i> Goh & K.D. Hyde*						+
<i>M. peruviana</i> Matsush.*	+	+				
<i>M. putredinis</i> (Wallr.) S. Hughes*	+	+			+	
<i>M. transversa</i> G.Z. Zhao & T.Y. Zhang*	+	+				
<i>Monotosporella palmicola</i> Yanna & K.D. Hyde*	+	+				+
<i>M. setosa</i> var. <i>setosa</i> S. Hughes*					+	+
<i>Murogenella lampadiformis</i> R.F. Castañeda & W.B. Kendr.*				+		
<i>Mycoleptodiscus terrestris</i> (Gerd.) Ostaz.*	+		+		+	
<i>Nawawia filiformis</i> (Nawawi) Marvanová***		+				
<i>N. nitida</i> Kuthub., G.M. Liew & Nawawi***	+	+			+	+
<i>Neta quadriguttata</i> Shearer*		+	+		+	+
<i>Nidulisporea quadrifida</i> Nawawi & Kuthub.**			+	+		
<i>Nigrolentilocus amazonicus</i> J.S. Monteiro, R.F. Castañeda & Gusmão♦*	+					
<i>Paliphora intermedia</i> Alcorn*		+	+			
<i>Paraceratocladium silvestre</i> R.F. Castañeda*			+			
<i>Parasymphodiella laxa</i> (Subram. & Vittal) Ponnappa*	+		+			
<i>Paraulocladium fabisporum</i> Kuthub. & Nawawi*				+		
<i>Penzigomyces coprophilus</i> (Matsush.) Subram.*	+	+			+	+
<i>Peyronelia</i> sp.*				+		
<i>Phaeoisaria aguilerae</i> R.F. Castañeda, S. Velázquez & Cano*	+					+
<i>P. clematidis</i> (Fuckel) S. Hughes*	+	+	+			+
<i>P. infrafertilis</i> B. Sutton & Hodges*			+			
<i>Phaeostalagmus</i> sp.*				+		
<i>Phalangispora nawawii</i> Kuthub.***	+					
<i>Phialocephala humicola</i> S.C. Jong & E.E. Davis*				+		
<i>Physalidiella elegans</i> (Mosca) Rulamort*	+	+			+	+
<i>Piricauda cochinchinensis</i> (Subram.) M.B. Ellis*	+	+			+	
<i>Pithomyces terricola</i> (Manohar. & P. Rama Rao) P.M. Kirk*	+	+			+	
<i>Pleurophragmium</i> sp.*				+		
<i>Pleurophragmium malaysianum</i> Matsush.*				+	+	+
<i>P. simplex</i> (Berk. & Broome) S. Hughes*	+					
<i>Pleurotheciopsis</i> sp.*						+
<i>Pleurothecium recurvatum</i> Höhnel*		+			+	+
<i>Polyschema amoenum</i> R.F. Castañeda, Iturr. & Minter*				+	+	
<i>P. larviformis</i> (Fairm.) M.B. Ellis*				+		
<i>Pseudaegerita</i> sp.**					+	+
<i>Pseudaegerita</i> cf. <i>foliicola</i> **	+	+			+	+
<i>Pseudaegerita ossiformis</i> Abdullah, Gené & Guarro**	+	+			+	+
<i>Pseudobotrytis terrestris</i> (Timonin) Subram.*				+		
<i>Quadracaea mediterranea</i> Lunghini, Pinzari & Zucconi*				+		
<i>Q. stauroconidia</i> F.R. Barbosa & Gusmão*		+				+
<i>Ramichloridium carlinae</i> (M.B. Ellis) de Hoog*					+	
<i>Repetophragma fasciatum</i> (R.F. Castañeda) R.F. Castañeda, Gusmão & Saikawa*	+					
<i>R. filiferum</i> (Piroz.) R.F. Castañeda, Gusmão & Heredia*	+	+				
<i>Rhexoacrodictys erecta</i> (Ellis & Everh.) W.A. Baker & Morgan-Jones*	+	+			+	+
<i>R. queenslandica</i> (Matsush.) W.A. Baker & Morgan-Jones*	+					
<i>Selenodriella ponmudiensis</i> (Varghese & V.G. Rao) R.F. Castañeda & Saikawa*			+			



Tabela 1. Continuação

Fungos conidiais	Combu		Gunma		Utinga	
	Fo	Ga	Fo	Ga	Fo	Ga
<i>Selenosporella aristata</i> Kuthub. & Nawawi*	+					
<i>S. perramosa</i> (W.B. Kendr. & R.F. Castañeda) R.F. Castañeda*	+	+	+		+	
<i>Spadicoides obovata</i> (Cooke & Ellis) S. Hughes*				+	+	
<i>Speiropsis pedatospora</i> Tubaki*	+					
<i>S. scopiformis</i> Kuthub. & Nawawi*	+		+		+	
<i>Sporendocladia foliicola</i> (P.M. Kirk) M.J. Wingf.*			+			
<i>Sporidesmiella</i> sp.*					+	
<i>Sporidesmiella garcinia</i> Matsush.*					+	
<i>S. hyalosperma</i> (Corda) P.M. Kirk*	+	+			+	
<i>S. parva</i> var. <i>palauensis</i> (M.B. Ellis) P.M. Kirk*	+		+			
<i>Sporidesmium ghanaense</i> M.B. Ellis*	+				+	+
<i>S. macrurum</i> (Sacc.) M.B. Ellis*					+	
<i>S. parvum</i> (S. Hughes) M.B. Ellis*		+				
<i>S. tropicale</i> M.B. Ellis*		+				
<i>Sporoschisma juvenile</i> Boud.*		+				
<i>S. saccardoi</i> E.W. Mason & S. Hughes*	+	+			+	+
<i>S. uniseptatum</i> Bhat & W.B. Kendr.*		+				
<i>Stellomyces suidafricanus</i> Morgan-Jones, Sinclair & Eicker*		+				+
<i>Subulispora procurvata</i> Tubaki*			+	+	+	
<i>Tetraploa aristata</i> Berk. & Broome*	+	+			+	
<i>Thozetella buxifolia</i> Allegr., Cazau, Cabello & Aramb.*	+	+	+	+	+	
<i>T. coronata</i> J.S. Monteiro, R.F. Castañeda & Gusmão♦*	+	+				
<i>T. cristata</i> Piroz. & Hodges*	+	+	+			
<i>T. cubensis</i> R.F. Castañeda & G.R.W. Arnold*	+	+	+		+	
<i>T. falcata</i> B.C. Paulus, Gadek & K.D. Hyde*	+	+	+	+	+	
<i>T. gigantea</i> B.C. Paulus, Gadek & K.D. Hyde*	+	+	+			
<i>T. ipisiloidea</i> J.S. Monteiro, R.F. Castañeda & Gusmão♦*	+	+				
<i>T. submersa</i> F.R. Barbosa & Gusmão*	+	+	+	+		
<i>Torula herbarum</i> (Pers.) Link*						+
<i>Tretospeira ugandensis</i> (Hansf.) Piroz.*					+	
<i>Triscelophorus acuminatus</i> Nawawi*	+		+		+	
<i>Vanakrypa fasciata</i> R.F. Castañeda, M. Stadler & Decock*						+
<i>V. inexpectata</i> S.M. Leão & Gusmão*						+
<i>Vermiculariopsiella immersa</i> (Desm.) Bender*			+	+	+	
<i>Vermispora fusarina</i> Burghouts & W. Gams*						+
<i>Veronaea</i> sp.*	+	+	+	+	+	+
<i>Veronaea botryosa</i> Cif. & Montemart.*			+			
<i>Verticicladius amazonensis</i> Matsush.*		+				+
<i>Virgariella atra</i> S. Hughes*				+		+
<i>Volutella minima</i> Höhn.*	+					
<i>Wiesneriomyces laurinus</i> (Tassi) P.M. Kirk*	+		+		+	
<i>Xylomyces chlamydosporis</i> Goos, R.D. Brooks & Lamore*	+	+	+	+		+
<i>X. giganteus</i> Goh, W.H. Ho, K.D. Hyde & K.M. Tsui*		+		+		
<i>Zanclospora brevispora</i> S. Hughes & W.B. Kendr.*	+					
<i>Z. indica</i> Subram. & Vittal*	+					
<i>Z. novae-zelandiae</i> S. Hughes & W.B. Kendr.*		+	+	+		+
<i>Zelodactylaria verticillata</i> A.C. Cruz, Gusmão & R.F. Castañeda*		+				
<b>Total de espécies</b>	<b>99</b>	<b>108</b>	<b>66</b>	<b>64</b>	<b>86</b>	<b>74</b>

## 16. CONSIDERAÇÕES GERAIS

- Os fungos conidiais presentes no material vegetal em decomposição submerso nas três áreas de estudo foram representados principalmente por hifomicetos, com limitada ocorrência de coelomicetos. A metodologia empregada neste estudo foi específica para este grupo de fungos. Futuros trabalhos que empreguem outras metodologias direcionadas a determinados grupos, como fungos ingoldianos e fungos aeroaquáticos, e mesmo coelomicetos, permitirão obter maiores informações sobre a diversidade de fungos conidiais em ambientes amazônicos.

- O número relevante de novas espécies encontradas evidencia que estudos abordando a presença de fungos conidiais, e mesmo de fungos pertencentes a outros grupos taxonômicos, são necessários para a realização de estimativas de diversidade acuradas.

- O elevado número de novos registros para o Brasil, América do Sul, Continente Americano e Neotrópico, indica que estas espécies apresentam ampla distribuição geográfica em regiões tropicais.

- As áreas de estudo apresentaram elevada riqueza de espécies de fungos conidiais, incluindo a ocorrência de vários novos registros e de espécies novas.

- As áreas de estudo apresentaram baixa similaridade de espécies, indicando que as comunidades fúngicas são influenciadas por fatores como tipo e disponibilidade de substratos, período de coleta e composição vegetal do entorno dos corpos d'água.

- O presente estudo contribui para a ampliação do conhecimento da diversidade de fungos conidiais presente em ambientes aquáticos dulcícolas, e ressalta a necessidade da realização de levantamentos em áreas ainda pouco exploradas ou sem nenhuma informação quanto a presença de fungos, como o Bioma Amazônia.

## 17. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Abdel-Raheem, A.M., Ali, E.H. 2004. Lignocellulolytic enzyme production by aquatic hyphomycetes species isolated from the Nile's delta region. *Mycopathologia* 157, 277-286.
- Abdullah, S.K., Gené, J., Guarro, J. 1997. A new species of *Pseudaegerita* from Italy. *Mycotaxon* 65, 493-497.
- Abdullah, S.K., Gené, J., Guarro, J. 2005. A synopsis of the aero-aquatic genus *Pseudaegerita* and descriptions of two new species. *Mycological Research* 109(5), 590-594.
- Abelho, M. 2001. From litterfall to breakdown in streams: a review. *The Scientific World* 1, 656-680.
- Agnihotrudu, V. 1961. Notes on fungi from North-East India V. A new genus of the helicosporous hyphomycetes. *Transactions of the British Mycological Society* 44(1), 51-54.
- Allegrucci, N., Cazau, M.C., Cabello, M.N., Arambarri, A. 2004. *Thozetella buxifolia* sp. nov., a new hyphomycete from Argentina. *Mycotaxon* 90(2), 275-279.
- Almeida, S.S., Amaral, D.D., Silva, A.S.L. 2003. Inventário florístico e análise fitossociológica dos ambientes do Parque Ecológico de Gunma, município de Santa Bárbara, PA. *Relatório Técnico Final*, 185 p.
- Almeida, D.A.C., Barbosa, F.R., Gusmão, L.F.P. 2012. Alguns fungos conidiais aquático-facultativos do bioma Caatinga. *Acta Botanica Brasilica* 26(4), 924-932.
- Almeida, D.A.C., Cruz, A.C.R., Marques, M.F.O., Gusmão, L.F.P. 2013. Conidial fungi from semi-arid Caatinga biome of Brazil. New and interesting *Zanclospora* species. *Mycosphere* 4(4), 684-692.
- Almeida, D.A.C., Miller, A.N., Gusmão, L.F.P. 2014. Conidial fungi from the semi-arid Caatinga Biome of Brazil. New species of *Anungitopsis*, *Codinaea*, *Stanjehughesia* and new combinations of *Janetia* and *Minimelanolocus*. *Nova Hedwigia* 98 (In press).
- Amaral, D.D., Vieira, I.C.G., Almeida, S.S., Salomão, R.F., Silva, A.S.L., Jardim, M.A.G. 2009. Checklist da flora arbórea de remanescentes florestais da região metropolitana de Belém e valor histórico dos fragmentos, Pará, Brasil. *Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi. Ciências Naturais* 4(3), 231-289.
- Arambarri, A., Cabello, M.N., Mengascini, A. 1987b. New Hyphomycetes from Santiago River (Buenos Aires Province, Argentina). *Mycotaxon* 29, 29-35.
- Arambarri, A., Cabello, M.N., Mengascini, A. 1987c. : New Hyphomycetes from Santiago River. II. (Buenos Aires Province, Argentina). *Mycotaxon* 30, 263-267.

- Arambarri, A.M., Cabello, M.N., Mengascini, A. 1987a. Estudio sistemático de los Hyphomycetes del Rio Santiago (prov. Buenos Aires, Argentina). *Darwiniana* 28(1-4), 293-301.
- Arambarri, M., Cabello, M.N. 1989. A numerical taxonomic study of some phialidic genera of hyphomycetes: cluster analysis. *Mycotaxon* 34, 679-696.
- Arambarri, M., Cabello, M.N. 1990. Considerations about *Dictyochaeta*, *Codinaeopsis* and a new genus: *Dictyochaetopsis*. *Mycotaxon* 38, 11-14.
- Arias Mota, R.M., Heredia, G.A., Castaneda Ruiz, R.F., Becerra Hernandez, C.I. 2008. Two new species of *Polyschema* and *Vanakripta* and other microfungi recorded from mangrove in Veracruz, Mexico. *Mycotaxon* 106, 29-40.
- Arias, R.M., Heredia, G.A., Mena-Portales, J. 2010. Adiciones al conocimiento de la diversidad de los hongos anamorfos del bosque mesófilo de montaña del estado de Veracruz III. *Acta Botanica Mexicana* 90, 19-42.
- Au, D.W.T., Hodgkiss, I.J., Vrijmoed, L.L.P. 1992. Decomposition of *Bauhinia purpurea* leaf litter in a polluted and unpolluted Hong Kong waterway. *Canadian Journal of Botany* 70, 1061-1069.
- Bandoni, R.J. 1972. Terrestrial occurrence of some aquatic hyphomycetes. *Canadian Journal of Botany* 50, 2283-2288.
- Barbosa, F.R., Gusmão, L.F.P. 2011. Conidial fungi from semi-arid Caatinga Biome of Brazil. Rare freshwater hyphomycetes and other new records. *Mycosphere* 2(4), 475-485.
- Barbosa, F.R., Gusmão, L.F.P., Raja, H.A, Shearer, C.A. 2008. *Annulatascus apiculatus* sp. nov., a new freshwater ascomycete from the semi-arid Caatinga biome of Brazil. *Mycotaxon* 106, 403-407.
- Barbosa, F.R., Raja, H.A., Shearer, C.A., Gusmão, L.F.P. 2013. Some freshwater fungi from the Brazilian semi-arid region, including two new species of hyphomycetes. *Cryptogamie Mycologie*, 34(3), 243-258.
- Barbosa, F.R., Silva, S.S., Fiúza, P.O., Gusmão, L.F.P. 2011. Conidial fungi from the semi-arid Caatinga biome of Brazil. New species and records for *Thozetella*. *Mycotaxon* 115, 327-334.
- Bärlocher, F. 1987. Aquatic hyphomycete spora in 10 streams of New Brunswick and Nova Scotia. *Canadian Journal of Botany* 65, 76-79.
- Bärlocher, F. 1991. Fungal colonization of fresh and dried leaves in the River Teign (Devon, England). *Nova Hedwigia*, 52, 349-357.
- Bärlocher, F. 1997. Litter breakdown in rivers and streams. *Limnética*, 13, 1-11.

- Bärlocher, F. 2009. Reproduction and dispersal in aquatic hyphomycetes. *Mycoscience* 50, 3-8.
- Barr, D.J.S. 2001. Chytridiomycota. In: McLaughlin, D.J., McLaughlin, E.G., Lemke, P.A. (eds.) *The Mycota. VIIA Systematics and Evolution*. New York, Springer-Verlag, pp. 93-112.
- Baudoin, J., Guérold, F., Felten, V., Chauvet, E., Wagner, P., Rousselle, P. 2008. Elevated aluminium concentration in acidified headwater streams lowers aquatic hyphomycete diversity and impairs leaf-litter breakdown. *Microbial Ecology* 56, 260–269.
- Becerra-Henández, C.I., Heredia, G.A., Mota, R.M.A. 2007. Contribución al conocimiento de los hongos anamorfos saprobios del Estado de Tabasco II. *Revista Mexicana de Micología* 24, 39-53.
- Becerra-Hernández, C.I., Heredia, G.A., Arias, R.M. 2008. Los hongos anamorfos saprobios del Estado de Tabasco. II. *Revista Mexicana de Micología* 24, 39-53.
- Belliveau, M.J.R., Bärlocher, F. 2005. Molecular evidence confirms multiple origins of aquatic hyphomycetes. *Mycological Research* 109(12), 1407-1417.
- Bench, M.E., White, M.M. 2012. New species and first records of trichomycetes from immature aquatic insects in Idaho. *Mycologia* 104(1): 295-312.
- Bengtsson, G. 1992. Interactions between fungi, bacteria and beech leaves in a stream microcosm. *Oecologia*, 89, 542-549.
- Betancourt, C., Cruz, J., Garcia, J., Galarza, L. 1986. Estudio preliminar de los hifomicetos acuáticos (deuteromicotina) de la República Dominicana. *Caribbean Journal of Science* 22, 49-51.
- Beverwijk, A.L. van. 1951. Zalewski's *Clathrosphaera spirifera*. *Transactions of the British Mycological Society* 3, 280-290.
- Bhat, D.J., Chien, C.Y. 1990. Water-borne Hyphomycetes found in Ethiopia. *Transactions of the Mycological Society of Japan* 31, 147-157.
- Bhat, D.J., Kendrick, W.B. 1993. Twenty-five new conidial fungi from the Western Ghats and the Andaman Islands (India). *Mycotaxon* 49, 19-90.
- Bhat, D.J., Sutton, B.C. 1985. Some phialidic hyphomycetes from Ethiopia. *Transactions of the British Mycological Society* 84, 723-730.
- Biodiversidade RS. 2012. *Mapa dos biomas do Brasil*. Disponível em: <<http://www.biodiversidade.rs.gov.br/portal/index.php?acao=downloads&id=2>>. Acesso em: 20 março 2012.
- Braga-Neto, R., Luizão, R.C.C., Magnusson, W.E., Zuquim, G., Castilho, C.V. 2008a. Leaf litter fungi in a Central Amazonian forest: the influence of rainfall, soil and

- topography on the distribution of fruiting bodies. *Biodiversity and Conservation* 17, 2701-2712.
- Braga-Neto, R., Jesus, M.A., Zucaratto, R. 2008b. Guide to the macroscopic fungi of Reserva Florestal Adolpho Ducke Central Amazonia. Manaus. Programa de Pesquisa em Biodiversidade (PPBIO).
- Brooks, R.D. 1975. The presence of dolipore septa in *Nia vibrissa* and *Digitospora marina*. *Mycologia* 67(1), 172-174.
- Burghouts, T.H., Gams, W. 1989. *Vermispora fusarina*, a new hyphomycete parasitizing cyst nematodes. *Memoirs of the New York Botanical Garden* 49, 57–61.
- Burgos, J.E., Riffart, R.G. 1982. Hongos saprobios en Chile: ambiente limnico. *Noticiario Mensual del Museo Nacional de Historia Natural, Chile*, 306-307, 5-8.
- Cai, L., Hyde, K.D. 2007. 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* 48, 290-296.
- Cabello, M.N., Cazau, M.C., Arambarri, A.M. 1993. Estudio sistemático de los Hyphomycetes del Rio Santiago. VI. (Buenos Aires, Argentina). *Boletín de la Sociedad Argentina de Botánica* 29, 11-14.
- Cai, L., Ji, K.F., Hyde, K.D. 2006. Variation between freshwater and terrestrial fungal communities on decaying bamboo culms. *Antonie van Leeuwenhoek* 89(2), 293-301.
- Cai, L., Tsui, C.K.M., Zhang, K.Q., Hyde, K.D. 2002. Aquatic fungi from Lake Fuxian, Yunnan, China. *Fungal Diversity* 9(1), 57-70.
- Cai, L., Wu, W.P., Hyde, K.D. 2009. Phylogenetic relationships of *Chalara* and allied species inferred from ribosomal DNA sequences. *Mycological Progress* 8, 133-143.
- Cai, L., Zhang, K., McKenzie, E.H.C., Hyde, K.D. 2004. *Linocarpon bambusicola* sp. nov. and *Dictyochaeta curvispora* sp. nov. from bamboo submerged in freshwater. *Nova Hedwigia* 78(3-4), 439-445.
- Cai, L., Zhang, K.Q., McKenzie, E.H.C., Hyde, K.D. 2003. Freshwater fungi from bamboo and wood submerged in the Liput River in the Philippines. *Fungal Diversity* 13, 1-12.
- Calduch, M., Gené, J., Stchigel, A.M., Guarro, J. 2002. New species of *Dictyochaetopsis* and *Paraceratocladium* from Brazil. *Mycologia* 94, 1071-1077.
- Capdet, M., Romero, A.I. 2012. Ascomicetes sobre palmeras nativas de la Argentina II. Anamorfos. *Boletín de la Sociedad Argentina de Botánica*, 47(3-4): 303-310.
- Carneiro, A. F., Souza, O. B. 2009. *Atlas de pressões e ameaças às terras indígenas na Amazônia Brasileira*. São Paulo: Instituto Socioambiental.

- Carpenter, S.R., Stanley, E.H., Vander Zanden, M.J. 2011. State of the World's Freshwater Ecosystems: Physical, Chemical, and Biological Changes. *Annual Review of Environment and Resources* 36, 75-99.
- Carris, L.M., Glawe, D.A. 1988. *Dictyochaeta heteroderae*, comb. nov. *Mycotaxon* 33, 23.
- Casas, J.J., Descals, E. 1997. Aquatic hyphomycetes from Mediterranean streams contrasting in chemistry and riparian canopy. *Limnetica* 13, 45-55.
- Castañeda Ruiz, R.F. 1984. Nuevos taxones de Deuteromycotina: *Arnoldiella robusta* gen. et sp.nov.; *Roigiella lignicola* gen. et sp.nov.; *Sporidesmium pseudolmediae* sp.nov. y *Thozetella havanensis* sp.nov. *Revista del Jardín Botánico Nacional, Universidad de La Habana* 5(1), 57-87.
- Castañeda Ruiz, R.F. 1985. Deuteromycotina de Cuba. Hyphomycetes II. Instituto de Investigaciones Fundamentales en Agricultura Tropical "Alejandro de Humboldt", La Habana, Cuba.
- Castañeda Ruiz, R.F. 1986. Fungi Cubenses. Instituto de Investigaciones Fundamentales en Agricultura Tropical "Alejandro de Humboldt", La Habana, Cuba.
- Castañeda Ruiz, R.F. 1988. Fungi Cubenses. III. Instituto de Investigaciones Fundamentales en Agricultura Tropical "Alejandro de Humboldt", La Habana, Cuba.
- Castañeda Ruiz, R.F. 2005. Metodología en el estudio de los hongos anamorfos. In: *Anais do V Congresso Latino Americano de Micologia*, pp. 182–183. Associação Latino Americana de Micologia, Brasília.
- Castañeda Ruiz, R.F., Arnold, G.R.W. 1985. Deuteromycotina de Cuba. I. Hyphomycetes. *Revista del Jardín Botánico Nacional, Universidad de La Habana* 6(1), 47-67.
- Castañeda Ruiz, R.F., Decock, C., Saikawa, M., Gene, J., Guarro, J. 2000. *Polyschema obclaviformis* sp. nov., and some new records of hyphomycetes from Cuba. *Cryptogamie Mycologie* 21(4), 215-220.
- Castañeda Ruiz, R.F., Gams, W., Saikawa, M. 1997a. Three new conidial fungi (hyphomycetes) from Cuba. *Nova Hedwigia* 64, 473-483.
- Castañeda Ruiz, R.F., Kendrick, B., Guarro, J. 1997b. Notes on conidial fungi. XIV. New hyphomycetes from Cuba. *Mycotaxon* 65, 93-105.
- Castañeda Ruíz, R.F., Granados, M.M., Mardones, M., Stadler, M., Minter, D.W., Hernández-Restrepo, M., Gené, J., Guarro, J. 2012. A microfungus from Costa Rica: *Ticosynnema* gen. nov. *Mycotaxon* 122, 255-259.
- Castañeda Ruiz, R.F., Guarro, J. 1998. Two new hyphomycetes from rainforest of Cuba. *Canadian Journal of Botany* 76, 1584-1588.
- Castañeda Ruiz, R.F., Guarro, J., Cano, J. 1996. Notes on conidial fungi. X. A new species of *Ceratosporella* and some new combinations. *Mycotaxon* 60, 275-281.

- Castañeda Ruiz, R.F., Gusmão, L.F.P., Guarro, J., Stchigel, A.M., Stadler, M., Saikawa, M. & Leão-Ferreira, S.M. 2008. Two new anamorphic fungi from Brazil: *Dictyochaetopsis polysetosa* and *Myrothecium compactum*. *Mycotaxon* 103, 1-8.
- Castañeda Ruiz, R.F., Heredia, G. A. 2000. A new species of *Neta* from leaf litter in Mexico. *Mycotaxon* 76, 131-134.
- Castañeda Ruiz, R.F., Heredia, G.A., Reyes, M., Arias, R.M, Decock, C. 2001. A revision of the genus *Pseudospiropes* and some new taxa. *Cryptogamie Mycologie* 22, 3-18.
- Castañeda Ruiz, R.F., Kendrick, W.B. 1990a. Conidial fungi from Cuba. I. *University of Waterloo Biology Series* 32, 1-53.
- Castañeda Ruiz, R.F., Kendrick, W.B. 1990b. Conidial fungi from Cuba. II. *University of Waterloo Biology Series* 33, 1-61.
- Castañeda Ruiz, R.F., Kendrick, W.B. 1991. Ninety-nine conidial fungi from Cuba and three from Canada. *University of Waterloo, Biological Series* 35.
- Castañeda Ruiz, R.F., Kendrick, W.B., Guarro, J., Mayayo, E. 1998. New species of *Dictyochaeta* and *Helicoma* from rain forests in Cuba. *Mycological Research* 102(1), 58-62.
- Castañeda Ruiz, R.F., Guerrero, B., Adamo, G.M., Morillo, O., Minter, D.W., Stadler, M., Gene, J., Guarro, J. 2009a. A new species of *Selenosporella* and two microfungi recorded from a cloud forest in Mérida, Venezuela. *Mycotaxon* 109, 63-74.
- Castañeda Ruiz, R.F., Iturriaga, T., Minter, D.W., Heredia, G.A., Stadler, M., Saikawa, M., Fernández, R. 2009b. Two new anamorphic fungi and some microfungi recorded from 'El Ávila', Venezuela. *Mycotaxon* 107, 225-237.
- Castañeda Ruiz, R.F., Stadler, M., Saikawa, M., Iturriaga, T., Decock, C., Heredia, G.A. 2005. Microfungi from submerged plant material: *Zelotriadelphia amoena* gen. et. sp. nov. and *Vanakripta fasciata* sp. nov. *Mycotaxon*, 91, 339-345.
- Castañeda Ruiz, R.F., Velásquez, S., Cano, J., Saikawa, M., Guarro, J. 2002. *Phaeoisaria aguilerae* anam. sp. nov. from submerged wood in Cuba with notes and reflections in the genus *Phaeoisaria*. *Cryptogamie Mycologie* 23(1), 9-18.
- Castro, C.C., Hernández, A.G., Sótão, H.M.P. 2011. Novos registros de fungos anamorfos (hifomicetos) para o Neotrópico e América do Sul. *Revista Brasileira de Botânica*, 34(4), 515-521.
- Castro, C.C., Hernández, A.G., Sotão, H.M.P. 2012. Fungos conidiais em *Euterpe oleracea* Mart. (açazeiro) na Ilha do Combu, Pará-Brasil. *Acta Botanica Brasilica* 26(4), 761-771.
- Cavalcanti, L.H. 1970. Coleção de Mixomicetos do Museu Paraense Emílio Goeldi. *Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi*, Botânica 35, 1-5.



- Cavalcanti, L. H., Cavalcanti, E.J.S., Barbosa, D.I., Agrai, L.A.N.N., Bezerra, A.C.C., Costa, A.A.A. 2014. Myxomycetes collection preserved in the Herbarium of the Federal University of Roraima (Brazil). *Acta Amazonica* 44(1), 59-66.
- Cavalcanti, L.H., Mobin, M. 2004. Myxomycetes associated with palm trees at the Sete Cidades National Park, Piauí State, Brazil. *Systematics and Geography of Plants* 74, 109-127.
- Cavalcanti, L.H., Santos, E.J., Gomes, N.A. 1999. Myxomycetes do Estado de Roraima, com especial referência para a Estaco Ecológica de Maracá (Amajari-RR, Brasil). *Acta Amazonica* 29(2), 195-200.
- Cazau, C., Arambarri, A., Cabello, M. 1990. New hyphomycetes from Santiago River. IV. (Buenos Aires Province, Argentina). *Mycotaxon* 38, 21-25.
- Cazau, M.C., Arambarri, A.M., Cabello, M.N. 1993. New hyphomycetes from Santiago River. VI. (Buenos Aires Province, Argentina). *Mycotaxon* 46, 235-240.
- Chamier, A.C., Tipping, E. 1997. Effects of aluminium in acid streams on growth and sporulation of aquatic hyphomycetes. *Environmental Pollution* 96, 289-298.
- Chan, S.Y., Goh, T.K., Hyde, K.D. 2000. Ingoldian fungi in Hong Kong. In: Hyde, K.D., Ho, W.H., Pointing, S.B. (eds.) Aquatic Mycology across the Millennium. *Fungal Diversity* 5, 89-107.
- Chauvet, E. 1991. Aquatic hyphomycete distribution in South-Western France. *Journal of Biogeography* 18, 699-706.
- Chen, J., Xu, L.L., Liu, B., Liu, X.Z. 2007. Taxonomy of *Dactylella* complex and *Vermispora*. III. A new genus *Brachyphoris* and revision of *Vermispora*. *Fungal Diversity* 26, 127-142.
- Chen, J.S., Feng, M.G., Fomelack, T.S. 2000. Aquatic Hyphomycetes occurred in Central Cameroon, Western Africa. *Pakistan Journal of Biological Sciences* 3(11), 1847-1848.
- Cooper, J.A. 2005. New Zealand hyphomycete fungi. Additional records, new species, and notes on interesting collections. *New Zealand Journal of Botany* 43(1), 323-349.
- Crane, J.L, Schoknecht, J.S. 1981. Revision of *Torula* species, *Pseudaegerita corticalis*, *Taeniolina deightonii* and *Xylohypha bowdiehiae*. *Mycologia* 73, 78-87.
- Cressa, C., Smits, G. 2007. Aquatic Hyphomycetes in two blackwater streams of Venezuela. *Ecotropicos* 20, 82-85.
- Crous, P.W., Braun, U., Wingfield, M.J., Wood, A.R, Shin, H.D., Summerell, B.A., Alfenas, A.C., Cumagun, C.J.R, Groenewald, J.Z. 2009. Phylogeny and taxonomy of obscure genera of microfungi. *Persoonia* 22, 139-161.

- Crous, P.W., Verkley, G.J.M., Christensen, M., Castañeda Ruiz, R.F. 2012. How important are conidial appendages?. *Persoonia* 28, 126-137.
- Cruz, A.C.R., Gusmão L.F.P, Castañeda-Ruiz, R.F, Stadler, M., Minter, D.W. 2012. *Zelodactylaria*, an interesting new genus from semi-arid northeast Brazil. *Mycotaxon* 119, 241-248.
- Cruz, A.C.R., Leão-Ferreira, S.M., Barbosa, F.R., Gusmão, L.F.P. 2009. Conidial fungi from semi-arid Caatinga biome of Brazil. New and interesting *Dictyochoaeta* species. *Mycotaxon* 106, 15-27.
- Cummins, K.W., Wilzbach, M.A., Gates, D.M., Perry, J.B., Taliaferro, W.B. 1989. Shredders and riparian vegetation. *BioScience* 39, 24-30.
- Czeczuga B., Muszyńska, E. 2005. Aquatic fungi and fungus-like organisms involved in decomposition of fragments of floating-leaved plants. *Mycologia Balcanica* 2, 83-90.
- Czeczuga, B., Mazalska, B., Godlewska, A., Muszynska, E. 2005. Aquatic fungi growing on dead fragments of submerged plants. *Limnologica* 35, 283-297.
- Czeczuga, B., Muszyńska, E., Godlewska, A., Mazalska, B. 2007. Aquatic fungi and straminipilous organisms on decomposing fragments of wetland plants. *Mycologia Balcanica* 4, 31-44.
- Czeczuga, B., Orłowska, M. 1999. Hyphomycetes in the ice of water reservoirs. *Roczniki Akademii Medycznej w Białymstoku* 44, 64-75.
- Dang, C.K., Gessner, M.O., Chauvet, E. 2007. Influence of conidial traits and leaf structure on attachment success of aquatic hyphomycetes on leaf litter. *Mycologia* 99(1), 24-32.
- Deighton, F.C., Pirozynski, K.A. 1972. Micro-fungi. V. More hyperparasitic Hyphomycetes. *Mycological Papers* 128, 1-110.
- Delgado-Rodríguez, G., Heredia, G.A., Mota, R.M.A., Mena, J. 2006. Contribution to the study of anamorphic fungi from Mexico. New records for the state of Veracruz. *Boletín de la Sociedad Micologica de Madrid* 30, 235-242.
- Delgado-Rodríguez, G., Mercado, A., Mena, J., Guarro, J. 2007. *Hemicorynespora clavata*, a new hyphomycete (anamorphic fungi) from Cuba. *Cryptogamie Mycologie* 28(1), 65-69.
- Delgado-Rodríguez, G., Mena, J. 2004. Hifomicetos aero-acuáticos e ingoldianos de la reserva de la biosfera Sierra del Rosario (Cuba). *Boletín de la Sociedad Micologica de Madrid* 28, 105-113.
- Descals, E. 2005. Diagnostic characters of propagules of Ingoldian fungi. *Mycological Research* 109(5), 545-555.

- Descals, E., Moralejo, E. 2001. Water and asexual reproduction in the ingoldian fungi. *Botanica Complutensis* 25, 13-71.
- Dias, S.F. 1991. Estudo ambiental do Utinga: vida útil do sistema de abastecimento de água de Belém. Belém. Instituto de Desenvolvimento Econômico Social do Pará. 118p. (Relatório de Pesquisa 19).
- Dickinson, C.H. 1968. *Gliomastix* Guéguen. *Mycological Papers* 115, 1-24.
- Diez, J.R., Elozegi, A., Pozo, J. 2001. Woody debris in north Iberian streams: influence of geomorphology, vegetation and management. *Environmental Management*, 28, 687-698.
- Diniz, T.D.A.S. 1986. Característica climática da Amazônia Oriental: Pesquisa sobre utilização e conservação do solo da Amazônia Oriental. Relatório final do convênio EMBRAPA/CPATU/GTZ. pp.3-13 (Belém documentos, 40).
- Dixon, P.A. 1959. Stream spora in Ghana. *Transactions of the British Mycological Society* 42, 174-176.
- Duarte, S., Pascoal, C., Cássio, F., Bärlocher, F. 2006. Aquatic hyphomycete diversity and identity affect leaf litter decomposition in microcosms. *Oecologia* 147, 658-666.
- Dudgeon, D., Arthington, A.H., Gessner, M.O., Kawabata, Z., Knowler, D.J., Levêque, C., Naiman, R.J., Prieur-Richard, A., Stiassny, Soto, D., Stiassny, M.L.J., Sullivan, C.A. 2006. Freshwater biodiversity: importance, threats, status and conservation challenges. *Biological Reviews* 81, 163-182.
- Dudka, I.O. 1974. Ukrainian aquatic hyphomycetes. Academy of Science, Ukrainian, Holodny Botanical Institute. *Naukova Dumka, Kiev*. 1-240.
- Dudka, I.O. 1985. Aquatic fungi Imperfecti of the U.S.S.R (in Russian). *Naukova Dumka, Kiev*, 186 p.
- El-Hissi, F.T., Khallil, A.M., Abdel-Raheem, A.A. 1992. Occurrence and distribution of zoosporic fungi and aquatic hyphomycetes in upper Egypt. *Journal of Islamic Academy of Sciences* 5(3), 173-179.
- Ellis MB. 1972. Dematiaceous hyphomycetes XI. *Mycological Papers* 131, 1-25.
- Ellis, M.B. 1963. Dematiaceous hyphomycetes. V. *Mycological Papers* 93, 1-33.
- Ellis, M.B. 1971. *Dematiaceous hyphomycetes*. Commonwealth Mycological Institute, Kew.
- Ellis, M.B. 1976. *More Dematiaceous Hyphomycetes*. Commonwealth Mycological Institute, Kew.

- Elosegi, A., Pozo, J. 2005. Litter input. In: Graça, M.A.S, Bärlocher, F., Gessner, M.O. (Eds) *Methods to study litter decomposition. A practical guide*. Spring Publ. Netherlands. p. 3-11.
- Engblom, E., Lingdell, P.-E., Marvanov B. L., Miiller-Haeckel, A. 1986. Foam spora in running waten of southern Greenland. *Polar Research* 4, 47-51.
- Fallah P.M., Shearer, C.A. 2001. Freshwater ascomycetes: new or noteworthy species from north temperate lakes in Wisconsin. *Mycologia* 93, 566-602.
- Farr, D.F. & Rossman, A.Y. 2013. *Fungal Databases, Systematic Mycology and Microbiology Laboratory, ARS, USDA*. < <http://nt.ars-grin.gov/fungaldatabases/>>. (Acesso em 09/10/2013).
- Farr, M.L. 1985. Notes on Myxomycetes. IV. Species collected in Brazil and Japan. *Nova Hedwigia*, 41, 167-176.
- Fernández, F.A., Miller, A.N., Huhndorf, S.M., Lutzoni, F.M., Zoller, S. 2006. Systematics of the genus *Chaetosphaeria* and its allied genera: morphological and phylogenetic diversity in north temperate and neotropical taxa. *Mycologia* 98(1), 121-130.
- Ferreira, V., Elosegi, A., Gulis, V., Pozo, J., Graça, M.A.S. 2006. *Eucalyptus* plantations affect fungal communities associated with leaf-litter decomposition in Iberian streams. *Archives of Hydrobiology* 166, 467-490.
- Ferreira, V., Gonçalves, A.L., Pratas, J., Canhoto, C. 2010. Contamination by uranium mine drainages affects fungal growth and interactions between fungal species and strains. *Mycologia* 102(5), 1004-1011.
- Ferrington, L.C. Jr., Lichtwardt, R.W., Hayford, B., Williams, M.C. 2005. Symbiotic Harpellales (Trichomycetes) in Tasmanian aquatic insects. *Mycologia* 97(1), 254-262.
- Field, J.I., Webster, J. 1983. Anaerobic survival of aquatic fungi. *Transactions of the British Mycological Society* 81(2), 365-369.
- Field, J.I., Webster, J. 1985. Effects of sulfide on survival of aero-aquatic and aquatic hyphomycetes from stagnant water. *Transactions of the British Mycological Society* 85(2), 193-199.
- Fisher, P.J. 1977. New methods of detecting and studying saprophytic behaviour of aero-aquatic hyphomycetes from stagnant water. *Transactions of the British Mycological Society* 68(3), 407-411.
- Fisher, P.J. 1978. Survival of aero-aquatic hyphomycetes on land. *Transactions of the British Mycological Society* 71(3), 419-423.
- Fiuza, P.O., Gusmão, L.F.P. 2014. Ingoldian fungi from the semi-arid Caatinga biome of Brazil. *Mycosphere* 4(6), 1133-1150.

- Forzza, R.C., Baumgratz, J.F., Carvalho Júnior, A.A., Costa, A., Hopkins, M., Leitman, P.; *et al.* (Eds.). 2010. *Catálogo das Plantas e Fungos do Brasil*. 1 ed. Andrea Jakobsson Estúdio & Jardim Botânico do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, 871p.
- Fryar, S.C., Booth, W., Davies, J., Hodgkiss, I.J., Hyde, K.D. 2004a. Distribution of fungi on wood in the Tutong River, Brunei. *Fungal Diversity* 17, 17-38.
- Fryar, S.C., Davies, J., Booth, W., Hodgkiss, I.J., Hyde, K.D. 2004b. Succession of fungi on dead and live wood in brackish water in Brunei. *Mycologia* 96, 219-225.
- Gams, W., Holubová-Jechová, V. 1976. *Chloridium* and some other dematiaceous hyphomycetes growing on decaying wood. *Studies in Mycology* 13, 1-99.
- Gams, W., Seifert, K., Morgan-Jones, G.A. 2009. New and validated hyphomycete taxa to resolve nomenclatural and taxonomic issues. *Mycotaxon* 110, 89-108.
- Gamundi, I.J., Arambarri, A.M., Giaioti, A.L. 1977. Microflora de la hojarasca de *Nothofagus dombeyi*. *Darwiniana* 21, 81-114.
- Gessner, M.O., Chauvet, E., Dobson, M. 1999. A perspective on leaf litter breakdown in streams. *Oikos*, 85, 377-384.
- Gibertoni, T.B., Martins-Júnior, A., Ryvardeen, L., Sótão, H.M.P. 2012. *Oxyporus mollis* sp. nov. (Agaricomycetes) from the Eastern Brazilian Amazonia. *Nova Hedwigia*, 94(1-2), 175-179.
- Ginns, J., Malloch, D. 1977. *Halocyphina*, a Marine Basidiomycete (Aphylllophorales). *Mycologia* 69(1), 53-58.
- Godeas, A., Marchand, S., Cabral, D. 1977. Hyphomycetes. In: *Flora Criptogâmica de Tierra del Fuego* (Eds. Guarrera, S.A., Gamundí, I.A., Rabinovich, D.H.). Vol. 10 (1). Buenos Aires, Argentina.
- Goh, T.K. 1997. Tropical Freshwater Hyphomycetes. In: Hyde, K.D. (ed.) *Biodiversity of Tropical Microfungi*. Hong Kong, Hong Kong University Press, pp. 189-227.
- Goh, T.K, Ho, W.H, Hyde, K.D, Tsui, K.M. 1997a. Four new species of *Xylomyces* from submerged wood. *Mycological Research* 101(11), 1323-1328.
- Goh, T.K, Ho, W.H, Hyde, K.D, Umali, T.E. 1997b. New records and species of *Sporoschisma* and *Sporoschismopsis* from submerged wood in the tropics. *Mycological Research* 101(11), 1295-1307.
- Goh, T.K, Hyde, K.D, Ho, W.H, Yanna. 1999. A revision of the genus *Dictyosporium*, with descriptions of three new species. *Fungal Diversity* 2, 65-100.
- Goh, T.K, Hyde, K.D, Tsui, K.M. 1998a. The hyphomycete genus *Acrogenospora*, with two new species and two new combinations. *Mycological Research* 102(11), 1309-1315.

- Goh, T.K., Ho, W.H., Hyde, K.D., Whitton, S.R., Umali, T.E. 1998b. New records and species of *Canalisporium* (Hyphomycetes), with a revision of the genus. *Canadian Journal of Botany* 76, 142-152.
- Goh, T.K., Hyde, K.D. 1999. Fungi on submerged wood and bamboo in Plover Cove Reservoir, Hong Kong. *Fungal Diversity* 3, 57-85.
- Goh, T.K., Hyde, K.D. 1996. Biodiversity of freshwater fungi. *Journal of Industrial Microbiology & Biotechnology* 17, 328-345.
- Goh, T.K., Hyde, K.D. 1997. A revision of *Dactylaria*, with description of *D. tunicata* sp. nov. from submerged wood in Australia. *Mycological Research* 102, 1265-1272.
- Gomes-Silva, A.C., Ryvarden, L., Medeiros, P.S., Sotão, H.M.P., Gibertoni, T.B. 2012. *Polyporus* (Basidiomycota) in the Brazilian Amazonia, with notes on *Polyporus indigenus* I.J. Araujo & M.A. de Sousa and *P. sapurema* A.M. Iler. *Nova Hedwigia* 94(1-2), 227-238.
- Gönczöl, J., Révay, Á. 2003. Treehole fungal communities: aquatic, aero-aquatic and dematiaceous hyphomycetes. *Fungal Diversity* 12, 19-34.
- Goos, R.D., Brooks, R.D., Lamore, B.J. 1977. An undescribed hyphomycete from wood submerged in a Rhode Island stream. *Mycologia* 69, 280-286.
- Goos, R.D. 1978. Occurrence of *Triscelophorus monosporus* in upland sites on Oahu, Hawaii. *Mycologia* 70, 188-189.
- Goos, R.D. 1986. A review of the anamorph genus *Helicoma*. *Mycologia* 78(5), 744-761.
- Goos, R.D. 1987. Fungi with a twist: the helicosporous hyphomycetes. *Mycologia* 79, 1-22.
- Goos, R.D., Abdullah, S.K., Fisher, P.J., Webster, J. 1986. The anamorph genus *Helicoön*. *Transactions of the British Mycological Society* 87, 115-122.
- Goulding, M. 1980. *The fishes and the forest: Explorations in Amazonian Natural History*. Berkeley, University of California Press.
- Goulding, M.R., Barthem, R., Ferreira, E. 2003. *The Smithsonian atlas of the Amazon*. Washington, Smithsonian Books.
- Graça, M.A.S., Pozo, J., Canhoto, C., Elosegí, A. 2002. Effects of *Eucalyptus* plantations on detritus, decomposers, and detritivores in streams. *The Scientific World* 2, 1173-1185.
- Greathead, S.K. 1961. Some aquatic Hyphomycetes in South Africa. *South African Journal of Botany* 27, 195-228.
- Gulis, V. 1999. Preliminary list of aquatic hyphomycetes from central Belarus. *Mycotaxon* 72, 227-230.

- Gulis, V. 2001. Are there any substrate preferences in aquatic hyphomycetes? *Mycological Research* 105, 1088-1093.
- Gulis, V., Marvanová, L. 1999. Three new scolecosporous Hyphomycetes from waters in Belarus. *Mycotaxon* 72, 237-250.
- Gunasekera, S.A., Rukmani, M.P.R. 1984. Some aquatic hyphomycetes from Sri Lanka. *Journal of the National Science Council of Sri Lanka* 12(2), 273-282.
- Haffer, J. 2008. Hypotheses to explain the origin of species in Amazonia. *Brazilian Journal of Biology* 68(4 Suppl), 917-947.
- Harrington, T.J. 1997. Aquatic hyphomycetes of 21 rivers in Southern Ireland. *Biology and Environment: Proceedings of the Royal Irish Academy* 97B, 139-148.
- Hennebert, G.L. 1963. Un hyphomycète nouveau *Arachnophora fagicola* gen. nov. spec. nov. *Canadian Journal of Botany* 41(8), 1165-1169.
- Heredia, G.A., Mota, R.M.A., Reyes, M. 2000. Contribucion al conocimiento de los hongos Hyphomycetes de México. *Acta Botánica Mexicana* 51, 39-51.
- Heredia, G.A., Mota, R.M.A., Castañeda-Ruiz, R.F., Gamboa-Angulo, M. 2012. New species of *Hughesinia* and *Stachybotryna* and new records of anamorphic fungi from the Yucatan Peninsula, Mexico. *Mycological Progress* 11, 927-935.
- Heredia, G.A., Arias, R.M.A., Castañeda Ruiz, R.F., Minter, D.W. 2014. New species of *Lobatopedis* and *Minimelanolocus* (anamorphic fungi) from a Mexican cloud forest. *Nova Hedwigia* 98 (In press).
- Heredia, G.H.A., Castañeda Ruiz, R.F., Becerra Hernández, C.I., Mota, R.M.A. 2006. Contribución al conocimiento de los hongos anamorfos saprobios del Estado de Tabasco I. *Revista Mexicana de Micología* 23, 53-62.
- Heredia, G.A., Castañeda-Ruiz, R.F., Arias, R.M., Saikawa, M., Stadler, M. 2007. Anamorphic fungi from submerged plant material: *Acumisporea verruculosa*, *Pleurophragmium aquaticum*, and *P. miniumbonatum*. *Mycotaxon* 101, 89-97.
- Hernández, A.G., Mena Portales, J. 1996. *Dictyochaeta minutissima* sp. nov. on *Coccothrinax miraguama* from Cuba. *Mycological Research* 100(6), 687-688.
- Hernández, A.G., Monteiro, J.S., Sotão, H.M.P. 2009. Hifomicetos (fungos anamorfos) associados a palmeiras na Floresta Nacional de Caxiuanã, PA, Brasil. In: Lisboa, P. (Org.) *Caxiuanã: Desafios para a conservação de uma floresta nacional na Amazônia*. Belém, Museu Paraense Emílio Goeldi, pp. 397-405.
- Hernández-Restrepo, M., Mena, J., Gené, J., Cano, J., Guarro, J. 2013. New *Bactrodesmiastrum* and *Bactrodesmium* from decaying wood in Spain. *Mycologia* 105(1), 172-180.

- Hernández-Restrepo, M., Silvera-Simón, C., Mena, J., Mercado-Sierra, A., Guarro, J., Gené, J. 2012. Three new species and a new record of *Diplococcium* from plant debris in Spain. *Mycological Progress* 11(1), 191-199.
- Hewings, A.D., Crane, J.L. 1981. The genus *Codinaea*. Three new species from the Americas. *Mycotaxon* 13, 419-427.
- Hibbett, D.S., Binder, M., Bischoff, J.F., Blackwell, M., Cannon, P.F., Eriksson, O. *et al.* 2007. A higher-level phylogenetic classification of the Fungi. *Mycological Research* 111, 509-547.
- Hillis, D.M., Bull, J.J. 1993. An empirical test of bootstrapping as a method for assessing confidence in phylogenetic analysis. *Systematic Biology* 42, 182-192.
- Ho, W.H., Hyde, K.D., Hodgkiss, I.J., Yanna. 2001. Fungal communities on submerged wood from streams in Brunei, Hong Kong, and Malaysia. *Mycological Research* 105(12), 1492-1501.
- Ho, W.H., Yanna, Hyde, K.D., Hodgkiss, I.J. 2002. Seasonality and sequential occurrence of fungi on wood submerged in Tai Po Kau Forest stream, Hong Kong. In: Hyde, K.D., Jones, E.B.G. (eds). Fungal Succession. *Fungal Diversity* 10, 21-43.
- Höhnelt, F. 1923. Studien über Hyphomyzeten. *Zentralblatt für Bakteriologie und Parasitenkunde Abteilung* 60, 1-26.
- Holubová-Jechová, V. 1972. *Craspedodidymum*, new genus of phialosporus hyphomycetes. *Ceska Mykologie* 26, 70-73.
- Holubová-Jechová, V. 1982. New or interesting phialidic hyphomycetes from Cuba. *Mycotaxon* 15, 277-292.
- Holubová-Jechová, V. 1984. Lignicolous hyphomycetes from Czechoslovakia 7. *Chalara*, *Exochalara*, *Fusichalara* and *Dictyochoaeta*. *Folia Geobotanica et Phytotaxonomica* 19, 387-348.
- Holubová-Jechová, V. 1988. Studies on hyphomycetes from Cuba.VIII. A new genus *Piricaudilium* and some species new for the territory of Cuba. *Ceská Mykologie* 42, 200-204.
- Holubová-Jechová, V., Mercado-Sierra, A. 1986. Studies on hyphomycetes from Cuba. IV. Dematiaceous Hyphomycetes from the Province Pinar del Rio. *Ceská Mykologie* 40, 142-164.
- Hoog, G. S. 1985. Taxonomy of the *Dactylaria*-complex. IV. *Dactylaria*, *Neta*, *Subulispora* and *Scolecobasidium*. *Studies in Mycology* 26, 1-60.
- Hoog, G.S. 1973. A new species of *Cordana* (Dematiaceae, Hyphomycetes). *Acta Botanica Neerl.* 22(3), 209-212.



- Hosoya, T, Tanaka, K. 2007. Ascomycetes and anamorphic fungi collected from Yakushima Island, Southern Japan. *Bulletin of the National Science Museum, Series B (Botany)* 33, 47-54.
- Hu, D., Liu, F., Cai, L. 2013. Biodiversity of aquatic fungi in China. *Mycology* 4(3), 125-168.
- Hu, D.M., Cai, L., Chen, H., Bahkali, A.H., Hyde, K.D. 2010. Fungal diversity on submerged wood in a tropical stream and an artificial lake. *Biodiversity and Conservation* 19, 3799-3808.
- Hudson, H.J., Ingold C.T. 1960. Aquatic Hyphomycetes from Jamaica. *Transactions of the British Mycological Society* 43, 469-478.
- Huelsenbeck, J. P., Ronquist, F. 2001. MrBayes: Bayesian inference of phylogenetic trees. *Bioinformatics*, 17, 754-755.
- Hughes SJ. 1978. New Zealand Fungi 25. Miscellaneous species. *New Zealand Journal of Botany* 16, 311-370.
- Hughes, S.J. 1951. Studies on Micro-fungi. XII. *Triposporium*, *Tripospermum*, *Ceratosporella* and *Tetraposporium* (gen. nov.). *Mycological Papers* 46, 1-35.
- Hughes, S.J. 1952. *Speira stipitata*. *Transactions of the British Mycological Society* 35, 243-247.
- Hughes, S.J. 1958. Revisiones hyphomycetum aliquot cum appendice de nominibus rejiciendis. *Canadian Journal of Botany* 36, 727-836.
- Hughes, S.J. 1971. New Zealand Fungi 16. *Brachydesmiella*, *Ceratosporella*. *New Zealand Journal of Botany* 9, 351-354.
- Hughes, S.J., Kendrick, B. 1968. New Zealand fungi. 12. *Menispora*, *Codinaea*, *Menisporopsis*. *New Zealand Journal of Botany* 6, 323-375.
- Hughes, S.J., Nag Raj, T.R. 1973. New Zealand fungi. 20. *Fusichalara* gen. nov. *New Zealand Journal of Botany* 11, 661-671.
- Hyde, K.D, Goh, T.K, Steinke, T.D. 1998. Fungi on submerged wood in the Palmiet River, Durban, South Africa. *South African Journal of Botany* 64, 151-162.
- Hyde, K.D., Goh, T.K. 1997. Fungi on submerged wood in a small stream on Mt Lewis, North Queensland, Australia. *Muelleria* 10, 145-157.
- Hyde, K.D., Goh, T.K. 1998a. Fungi on submerged wood in Lake Barrine, north Queensland, Australia. *Mycological Research* 102, 739-749.
- Hyde KD, Goh TK. 1998b. Acanthophragm-like structures from wood submerged in freshwater streams in the tropics. *Mycoscience* 39, 199-203.

- Hyde, K.D., Zhou, D., McKenzie, E.H.C., Ho, W.H., Dalisay, T. 2002. Vertical distribution of saprobic fungi on bamboo culms. *Fungal Diversity* 11, 109-118.
- IBAMA. 2012. *Ecossistemas Brasileiros: Amazônia*. Disponível em: <<http://www.ibama.gov.br/ecossistemas/amazonia.htm>>. Acesso em: 18 março 2012.
- IBGE (Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística). 2004. *Mapa da vegetação brasileira*. 3ª edição. Ministério do Planejamento, Orçamento e Gestão.
- IBGE (Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística). 2009. *Mapa da vegetação brasileira*. Disponível em: <<http://www.ibama.gov.br/ecossistemas/amazonia.htm>>. Acesso em: 18 março 2012.
- IMAZON/SAD. 2012. *Desmatamento na Amazônia Legal até 2010*. Disponível em: <<http://www.imazon.org.br/mapas/desmatamento-acumulado-2007-2010>>. Acesso em: 20 março 2012.
- Ingold, C.T. 1942. Aquatic hyphomycetes of submerged decaying alder leaves. *Transactions of the British Mycological Society* 25, 417-839.
- Ingold, C.T. 1956. Stream spora in Nigeria. *Transactions of the British Mycological Society* 39, 108-110.
- Ingold, C.T. 1958. Aquatic Hyphomycetes from Uganda and Rhodesia. *Transactions of the British Mycological Society* 41, 109-114.
- Ingold, C.T. 1975. An illustrated guide to aquatic and waterborne hyphomycetes (fungi imperfect). *Freshwater Biological Association Scientific Publication* 30, 1-96.
- Ingold, C.T., Webster, J. 1973. Some aquatic hyphomycetes from India. *Kavaka* 1, 4-9.
- Instituto Nacional de Pesquisas Espaciais (INPE). 2004. *Monitoramento da floresta amazônica brasileira por satélite*. Catálogo de imagens do satellite CBERS 2. Disponível em: <<http://www.dgi.inpe.br/CDSR/^>>. Acesso em: 10 março 2012.
- Iqbal, S.H. 1997. Species diversity of freshwater Hyphomycetes in some streams of Pakistan. II. Seasonal differences of fungal communities on leaves. *Annales Botanici Fennici* 34, 165-178.
- Jeewon, R., Yeung, S.Y.Q, Hyde, K.D. 2009. A novel phylogenetic group within *Thozetella* (Chaetosphaeriaceae): a new taxon based on morphology and DNA sequence analyses. *Canadian Journal of Microbiology* 55(6), 680-687.
- Jobard, M., Rasconi, S., Solinhac, L., Cauchie, H-M., Sime-Ngando, T. 2012. Molecular and morphological diversity of fungi and the associated functions in three European nearby lakes. *Environmental Microbiology*. 14(9): 2480-2494.

- Jones, E.B.G. 1979. Decomposition by basidiomycetes in aquatic environments. In: Frankland, J.C.; Hedger, J.N., Swift, M.J. (eds.) *Decomposer basidiomycetes: their biology and ecology*. London, Cambridge University Press, pp.193-211.
- Jones, E.B.G. 2006. Form and function of fungal spore appendages. *Mycoscience* 47, 167-183.
- Joshi, I.J.; Chauhan, R.K.S., Saksena, S.B. 1983. *Polyschema chambalensis* sp. nov. from Indian soil. *Current Science* 52, 220-222.
- Junk, W.J. 1983. As águas da região Amazônica. In: Salati, E., Junk, J.W., Schubart, H.O.R., Oliveira, A.E. (eds.). *Amazônia: desenvolvimento, integração e ecologia*. São Paulo, Editora Brasiliense, pp. 45-100.
- Kane, D.F., Tarn, W.Y., Jones, E.B.G. 2002. Fungi colonising and sporulating on submerged wood in the River Severn, UK. In: Hyde, K.D., Jones, E.B.G. (eds.). *Fungal Succession. Fungal Diversity* 10, 45-55.
- Kaplan, L.A., Konopka, A.E. 2000. Freshwater Microbiology. In: Lederberg, J. (ed.) *Encyclopedia of Microbiology*. 2 ed. San Diego, Academic Press, pp. 438-450.
- Karling, J.S. 1944. Brazilian Anisochytrids. *American Journal of Botany* 31, 391-397.
- Katoh, K., Toh, H. 2008. Recent developments in the MAFFT multiple sequence alignment program. *Briefings in Bioinformatics* 9(4), 286-298.
- Kearns, S.G., Bärlocher, F. 2008. Leaf surface roughness influences colonization success of aquatic hyphomycete conidia. *Fungal Ecology* 1, 13-18.
- Khattab, O.H. 2007. Aquatic Pycnidial and Hyphomycetes Fungi from Macrophytes and Riparian Plants in the River Nile. *Research Journal of Microbiology* 2, 346-353.
- Killeen, T.J. 2007. *Uma tempestade perfeita na Amazonia: desenvolvimento e conservação no contexto da Iniciativa pela Integração da Infra-Estrutura Regional Sul Americana (IIRSA)*. *Advances in Applied Biodiversity Science* 7. Arlington, Conservation International.
- Kim, Y.H., Kim, I.S., Moon, E.Y., Park, J.S., Kim, S.J., Lim, J.H., Park, B.T., Lee, E.J. 2011. High abundance and role of antifungal bacteria in compost-treated soils in a wildfire area. *Microbial Ecology* 62(3), 725-737.
- Kirk, P.M. 1982. New or interesting microfungi. IV. Dematiaceous hyphomycetes from Devon. *Transactions of the British Mycological Society* 78(1), 55-74.
- Kirk, P.M. 1983. New or interesting microfungi IX. Dematiaceous hyphomycetes from Esher Common. *Transactions of the British Mycological Society* 80(3), 449-467.
- Kirk, P.M., Spooner, B.M. 1984. An account of the fungi of Arran, Gigha and Kintyre. *Kew Bulletin* 38, 503-597.

- Kirschner, R., Chen, C.J. 2002. *Dictyochaeta multifimbriata*, a new species from Taiwan. *Mycological Progress* 1(3), 287-289.
- Kirschner, R., Chen, Z., Oberwinkler, F. 2001. New records of ten species of hyphomycetes from Taiwan. *Fungal Science* 16(3-4), 47-62.
- Kodsueb, R., McKenzie, E.H.C., Lumyong, S., Hyde, K.D. 1998. Fungal succession on woody litter of *Magnolia liliifera* (Magnoliaceae). *Fungal Diversity* 30, 55-72.
- Koukol, O., Řihova, D. 2013. *Pentaster cepaeophilus* gen. et sp. nov. described from surface of empty shells of *Cepaea hortensis*. *Nova Hedwigia* 96, 495-500.
- Krauss, G-J., Solé, M., Krauss, G., Schlosser, D., Wesenberg, D., Bärlocher, F. 2011. Fungi in freshwaters: ecology, physiology and biochemical potential. *FEMS Microbiology Reviews* 35, 620-651.
- Krishnarao, N., Manoharachary, C. 1988. *Helicodendron amazonense*: an addition to the fungi of India. *Current Science* 57(16), 903.
- Kuehn, K.A., Lemke, M.J., Suberkropp, K., Wetzel, R.G. 2000. Microbial biomass and production associated with decaying leaf litter of the emergent macrophyte *Juncus effusus*. *Limnology and Oceanography* 45, 862-870.
- Kuntze, O. 1891. *Revisio generum plantarum* 2, 375-1011
- Kuthubutheen AJ, Nawawi A. 1988. A new species of *Selenosporella* (Hyphomycetes) from Malaysia. *Transactions of the British mycological Society* 91(2), 331-334.
- Kuthubutheen, A.J. 1987a. Two new species of *Dictyochaeta* from Malaysia. *Transactions of the British Mycological Society* 89, 353-358.
- Kuthubutheen, A.J. 1987b. A new synnematosus *Dictyochaeta* from Malaysia. *Transactions of the British Mycological Society* 89, 411-414.
- Kuthubutheen, A.J., Nawawi, A. 1990. *Dictyochaeta hamata* and *D. pahangensis*, two new species with lateral phialides. *Mycological Research* 94, 840-846.
- Kuthubutheen, A.J., Nawawi, A. 1991a. Three new species of *Dictyochaeta* with non-setose conidiophores and non-septate setulate conidia from Malaysia. *Mycological Research* 95, 104-107.
- Kuthubutheen, A.J., Nawawi, A. 1991b. *Dictyochaeta macrospora* sp. nov.: a litter-inhabiting hyphomycete from Malaysia. *Mycological Research* 95, 248-250.
- Kuthubutheen, A.J., Nawawi, A. 1991c. Eight new species of *Dictyochaeta* (hyphomycetes) from Malaysia. *Mycological Research* 95, 1211-1219.
- Kuthubutheen, A.J., Nawawi, A. 1991d. *Dictyochaeta guadalcanalensis* comb. nov. and several new records of the genus in Malaysia. *Mycological Research* 95, 1220-1223.

- Kuthubutheen, A.J., Nawawi, A. 1991e. A key to *Dictyochaeta* and *Codinaea* species. *Mycological Research* 95, 1224-1229.
- Kuthubutheen, A.J., A. Nawawi 1991f. A new species of *Ceratosporella* and *Triposporium lambdaseptatum* (Matsush.) comb. nov. from Malaysia. *Mycol. Res.* 95(2), 158-162.
- Kuthubutheen, A.J., Nawawi, A. 1994. *Henicospora longissima* sp. nov., *Obeliospora triappendiculata* sp. nov., *Paraulocladium fabisporum* sp. nov. and other hyphomycetes from Malaysia. *Mycological Research* 98(6), 677-685.
- Leão, N., Alencar, C., Veríssimo, A. 2007. *Belém Sustentável*. Belém, Imazon.
- Leão-Ferreira, S.M, Gusmão, L.F.P, Castañeda Ruiz, R.F. 2013. Conidial fungi from the semi-arid Caatinga biome of Brazil. Three new species and new records. *Nova Hedwigia* 96, 479-494.
- Lecerf, A., Chauvet, E. 2008. Diversity and functions of leaf-associated fungi in human-altered streams. *Freshwater Biology* 53, 1658-1672.
- Lee, S.S, Alias, S.A, Jones, E.G.B., Zainuddin, N., Chan, H.T. 2012. Checklist of fungi of Malaysia. *Research Pamphlet* 132.
- Letcher, P.M., Powell, M.J., Barr, D.J.S., Churchill, P.F., Wakefield, W.S., Picard, K.T. 2008. Rhizophlyctidales is a new order in Chytridiomycota. *Mycological Research* 112, 1031-1048.
- Li, D., Kendrick, B., Chen, J. 2012. Two new hyphomycetes: *Codinaea sinensis* sp. nov. and *Parapleurotheciopsis quercicola* sp. nov., and two new records from *Quercus phillyraeoides* leaf litter. *Mycological Progress* 11(4), 899-905.
- Lichtwardt, R.W., Ferrington, L.C.Jr., Lastra, C.L. 1999. Trichomycetes in Argentinean aquatic insect larvae. *Mycologia* 91(6), 1060-1082.
- Lis, J.T., Schleif, R. 1975. Size fractionation of double-stranded DNA by precipitation with polyethylene glycol. *Nucleic Acids Research* 2(3), 383-389.
- López-Osorio, F., Miranda-Esquivel, D.R. 2010. A phylogenetic approach to conserving Amazonian biodiversity. *Conservation Biology* 24(5), 1359-1366.
- Lu, S., Hyde, K.D., Ho, W.H., Tsui, C.K.M., Taylor, E., Wong, K.M., Yanna, Zhou, D.Q. 2000. Checklist of Hong Kong Fungi. *Fungal Diversity Research Series No. 5*. Hong Kong, Fungal Diversity Press.
- Lunghini, D., Granito, V.M., Di Leonardo, D.P., Maggi, O., Persiani, A.M. 2013. Fungal diversity of saprotrophic litter fungi in a Mediterranean maquis environment. *Mycologia* 103. On line: doi 10.3852/13-103.
- Lunghini, D., Pinzari F., Zucconi, L. 1996. Studies on Mediterranean hyphomycetes. III. *Quadracaea mediterranea* anam.-gen. and sp. nov. *Mycotaxon* 60, 103-110.

- Lunghini, D., Rambelli, A., Onofri, S. 1982. New *Codinaea* species from tropical forest litter. *Mycotaxon* 14, 116-124.
- Luo, J., Ying, J.F., Cai, L., Zhang K.Q., Hyde, K.D. 2004. Freshwater fungi in Lake Dianchi, a heavily polluted lake in Yunnan, China. *Fungal Diversity* 16, 93-112.
- Lustrati, L. 1980. *Ceratosporella caliculata*, sp. nov. nuova specie di ifale demaziaceo. *Micologia Italiana* 3, 11-14.
- Ma, J., Ma, L.G., Zhang, Y.D., Xia, J.W., Zhang, X.G. 2012a. *Acrogenospora hainanensis* sp. nov. and new records of microfungi from southern China. *Mycotaxon* 120, 59-66.
- Ma, L.G., Ma, J., Zhang, Y.D., Zhang, X.G. 2012b. *Spadicoides camelliae* and *Diplococcium livistonae*, two new hyphomycetes on dead branches from Fujian Province, China. *Mycoscience* 53, 25-30.
- Ma, J., Wang, Y., O'Neill, N.R., Zhang, X.G. 2011. A revision of the genus *Lomaantha*, with the description of a new species. *Mycologia* 103(2), 407-410.
- Mcginnis, M.R., Padhye, A.A., Ajello, L. 1974. Storage of stock cultures of filamentous fungi, yeasts, and some aerobic Actinomycetes in sterile distilled water. *Appl. Microbiol.* 28(2), 218-222.
- Maddison, W., Maddison, D. 2011. *Mesquite: a modular system for evolutionary analysis Version 2.75*.
- Maggi, O., Persiani, A.M. 1984. *Codinaea coffeae* and *Phialocephala xalapensis*, two new hyphomycetes from Mexico. *Mycotaxon* 20, 251-258.
- Maire, R. 1937. Fungi Catalaunici Series altera. Contributions a l'étude de la flore mycologique de la Catalogne. *Publicaciones del Instituto Botánico, Barcelona*. 3(4), 1-128.
- Mapa Brasil. 2013. *Mapa dos portos e hidrovias da bacia amazônica, Brasil*. Disponível em: [http://www.mapa-brasil.com/Mapa\\_Portos\\_Hidrovias\\_Bacia\\_Amazonica\\_Brasil.htm](http://www.mapa-brasil.com/Mapa_Portos_Hidrovias_Bacia_Amazonica_Brasil.htm). Acesso em: 20 dezembro 2013.
- Markovskaja S. 2003. A new species of *Cordana* from Lithuania. *Mycotaxon* 87, 179-185.
- Markovskaja S. 2012. Aero-aquatic fungi colonizing decaying leaves in woodland swampy pools of Arekštadvaris regional park (Lithuania). *Botanica Lithuanica* 18(2), 123-132.
- Marques, M.F.O., Barbosa, F.R., Gusmão, L.F.P., Castañeda Ruiz, R.F., Maia, L.C. 2007. 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* 102, 17-23.

- Marvanová, L. 1988. New hyphomycetes from aquatic environments in Czechoslovakia. *Transactions of the British Mycological Society* 90, 607-617.
- Marvanová, L. 1997. Freshwater Hyphomycetes: a survey with remarks on tropical taxa. In: Janardhanan, K.K., Rajendran, C., Natarajan, K., Hawksworth, D.L. (eds) *Tropical Micology*. New Hampshire, Science Publishers, pp. 169-226.
- Marvanová, L., Laichmanová, M. 2007. *Subulispora biappendiculata*, anamorph sp. nov. from Borneo (Malaysia) and a review of the genus. *Fungal Diversity* 26, 241-256.
- Marvanová, L., Marvan, P. 1969. Aquatic hyphomycetes in Cuba. *Ceská Mycologie* 23, 135-140.
- Matsushima, T. 1971. *Microfungi of the Solomon Islands and Papua-New Guinea*. Publicado pelo autor. Kobe.
- Matsushima, T. 1975. *Icones Microfungorum a Matsushima Lectorum*. Publicado pelo autor, Kobe.
- Matsushima, T. 1980. Saprophytic microfungi from Taiwan. *Matsushima Mycological Memories* 1. Publicado pelo autor. Kobe.
- Matsushima, T. 1981. *Matsushima Mycological Memoirs* 2. Publicado pelo autor. Kobe.
- Matsushima, T. 1983. *Matsushima Mycological Memoirs*. 3. Publicado pelo autor. Kobe.
- Matsushima, T. 1985. *Matsushima Mycological Memoirs* 4. Publicado pelo autor. Kobe.
- Matsushima, T. 1987. *Matsushima Mycological Memoirs* 5. Publicado pelo autor. Kobe.
- Matsushima, T. 1989. *Matsushima Mycological Memoirs* 6. Publicado pelo autor. Kobe.
- Matsushima, T. 1993. *Matsushima Mycological Memoirs* 7. Publicado pelo autor. Kobe.
- Matsushima, T. 1995. *Matsushima Mycological Memoirs* 8. Publicado pelo autor. Kobe.
- Matsushima, T. 1996. *Matsushima Mycological Memoirs*. 9. Publicado pelo autor. Kobe.
- MacGarvie, Q.D. 1968. Hyphomycetes on *Juncus effusus* L. *Scientific Proceedings of the Royal Dublin Society* 2, 153-161.
- Medeiros, P.S., Gomes-Silva, A.C., Ryvarde, L., Gibertoni, T.B. 2012. Notes on *Perenniporia* Murrill (Basidiomycota) from the Brazilian Amazônia. *Nova Hedwigia* 94(3-4), 507-519.
- Mel'nik, V.A. 2012. *Phaeoisaria vietnamensis* sp. nov. and *P. clematidis* (hyphomycetes) from Vietnam. *Mycosphere* 3(6), 957-960.
- Mercado-Sierra, A. 1982. Taxonomía y aspectos ecológicos de algunos hifomicetes helicospóricos hallados en Cuba. *Acta Botanica Cubana* 11, 1-11.

- Mercado-Sierra, A., Gené, J., Figueras, M.J., Rodríguez, K., Guarro, J. 1998. New or rare hyphomycetes from Cuba. IX. Some species from Pinar del Rio Province. *Mycotaxon* 67, 417-426.
- Mertes, L.A.K., Dunne, T., Martinelli, L.A. 1996. Channel-floodplain geomorphology along the Solimões-Amazon River, Brazil. *Geological Society of American Bulletin* 108, 1089-1107.
- Mielki, O.H.H., Carneiro, E., Casagrande, M.M. 2012. Os HesperIIDae (Lepidoptera, Hesperioidea) da RPPN Klagesi, Santo Antônio do Tauá, Pará, Brasil: nova contribuição para o conhecimento da biodiversidade da área de endemismo Belém. *Acta Amazonica* 42(2), 251-258.
- Miki, T., Takimoto, G., Kagami, M. 2011. Roles of parasitic fungi in aquatic food webs: a theoretical approach. *Freshwater Biology* 56 (6), 1173-1183.
- Milanez, A.I. 1999. Diversidade no Reino Fungi: Chytridiomycota. In: Joly, C.A., Bicudo, C.E.M. (Org.). *Biodiversidade do Estado de São Paulo, Brasil: Síntese do Conhecimento ao Final do Século XX*. São Paulo, FAPESP, pp. 51-56.
- Milanez, A.I., Pires-Zottarelli, C.L.A., Gomes, A.L. 2007. *Brazilian zoosporic fungi*. São Paulo, CNPq, p.112.
- Monteiro, J.S, Gusmão, L.F.P. 2013. An emendation of *Fusticeps* and two new species from the Brazilian Amazon Forest. *Mycotaxon* 123, 431-437.
- Monteiro, J.S., Hernández, A.G., Sotão, H.M.P, Grandi, R.A.P. 2013. Fungos conidiais decompositores ocorrentes em palmeiras e líquens associados na Floresta Nacional de Caxiuanã. In: Lisboa, P.L.B. (Org.). *Caxiuanã: Paraíso ainda preservado*. Ed. Museu Paraense Emílio Goeldi, Belém, p. 341-366.
- Monteiro, J.S., Hernández, A.G., Sotão, H.M.P. 2010. Fungos anamorfos (hyphomycetes) da Floresta Nacional de Caxiuanã, Pará, Brasil. Novos registros para o Neotrópico. *Acta Botanica Brasilica* 24(3), 868-870.
- Morgan-Jones, G, Sinclair, R.C, Eicker, A. 1987. Notes on hyphomycetes. LII. *Stellomyces*, a new denticulate genus from the Transvaal, South Africa. *Mycotaxon* 28(2), 447-451.
- Morgan-Jones, G. 1976. Notes on Hyphomycetes. X. *Codinaeopsis* gen. nov. *Mycotaxon* 4, 166-170.
- Morgan-Jones, G. 1982. Notes on hyphomycetes. XL. New species of *Codinaea* and *Veronaea*. *Mycotaxon* 14, 175-180.
- Morgan-Jones, G., Ingram, E.G. 1976. Notes on Hyphomycetes. XV. Two new species of *Codinaea*. *Mycotaxon* 4, 504-509.
- Morgan-Jones, G., Sinclair, R.C., Eicker, A. 1983. Notes on hyphomycetes. XLIV. New and rare dematiaceous species from the Transvaal. *Mycotaxon* 17, 301-316.



- Mozley-Standridge, S.E., Letcher, P.M., Longcore, J.E., Porter, D., Simmons, D.R. 2009. Cladochytriales a new order in Chytridiomycota. *Mycological Research* 113(4), 498-507.
- Muller-Dumbois, D. 1981. Ecological measurements and microbial populations. In: Wicklow, D.T., Carroll, G.C. (eds). *The fungal community: Its organization and role in the ecosystem*. New York, Marcel Decker. P. 173-184.
- Nag Raj, T.R. 1976. Miscellaneous microfungi. I. *Canadian Journal of Botany* 54(12), 1370-1376
- Nag Raj, T.R., Kendrick, B. 1975. *A monograph of Chalara and allied genera*. Ontario, Wilfrid Laurier University Press.
- Nawawi, A. 1976. Another new *Flabellospora*. *Transactions of the British Mycological Society* 66(3), 543-547.
- Nawawi, A. 1985. Basidiomycetes with branched water-borne conidia. *Botanical Journal of the Linnean Society* 91, 51-60.
- Nawawi, A., Kuthubutheen, A.J. 1990a. Addition to *Subulispora* from Malaysia. *Mycotaxon* 37, 389-393.
- Nawawi, A., Kuthubutheen A.J. 1990b. *Nidulispora* gen. nov., a hyphomycete genus with crateriform conidia. *Mycotaxon* 36(2), 329-336.
- Nawawi, A., Kuthubutheen, A.J. 1988a. *Camposporidium*, a new phragmoconidial genus of hyphomycetes. *Mycotaxon* 32, 161-167.
- Nawawi, A., Kuthubutheen, A.J. 1988b. *Tricladomyces geniculatus* sp. nov., a conidial basidiomycete. *Transactions of the British Mycological Society* 90, 670-673.
- Nawawi, A., Kuthubutheen, A.J. 1989. *Canalisporium*, a new genus of lignicolous Hyphomycetes from Malaysia. *Mycotaxon* 34(2), 475-487.
- Nawawi, A., Webster, J. 1982. *Sistotrema hamatum* sp. nov., the teleomorph of *Ingoldiella hamata*. *Transactions of the British Mycological Society* 78, 287-291.
- Nawawi, A., Webster, J., Davey, R.A. 1977a. *Leptosporomyces glazinii*, the basidial state of a clamped branched conidium from freshwater. *Transactions of the British Mycological Society* 68, 31-36.
- Nawawi, A., Webster, J., Davey, R.A. 1977b. *Dendrosporomyces prolifer* gen. et sp. nov., a basidiomycete with branched conidia. *Transactions of the British Mycological Society* 68, 59-63.
- Nayo, S.G. 1975. *The ecology and distribution of aquatic hyphomycetes around Bogor Biotrop*. Bogor, SEAMEO Regional Center for Tropical Biology TFRS 75/151.

- Neil, C., Elsenbeer, H., Krusche, A.V., Lehmann, J., Figueiredo, R.O. 2006. Hydrological and biogeochemical processes in a changing Amazon: results from small watershed studies and the Lage-Scale Biosphere- Atmosphere Experiment. *Hydrological Processes* 20, 2467-2477.
- Nikolcheva, L.G., Bärlocher, F. 2004. Taxon-specific primers reveal unexpectedly high diversity during leaf decomposition in a stream. *Mycological Progress* 3, 41-50.
- Nikolcheva, L.G., Bärlocher, F. 2005. Seasonal and substrate preferences of fungi colonizing leaves in streams: traditional versus molecular evidence. *Environmental Microbiology*, 7, 270-280.
- Nilsson, S. 1958. On some Swedish freshwater hyphomycetes. *Svensk bot. Tidskr.* 52, 292-318.
- Nilsson, S. 1962. Aquatic Hyphomycetes from South America. *Svensk Botanisk Tidskrift* 56, 351-361.
- Nilsson, S. 1964. Freshwater hyphomycetes: taxonomy, morphology and ecology. *Symbolae Botanicae Upsalienses* 18(2), 1-130.
- Orłowska, M., Lengiewicz, I., Ostrowska, H. 2006. Conidial fungi on plants in the Biebrzanski National Park. *Acta hydrochimica et hydrobiologica* 34, 53-57.
- Orłowska, M., Lengiewicz, I., Suszycka, M.. 2004. Hyphomycetes developing on water plants and bulrushes in fish ponds. *Polish Journal of Environment Study* 13, 703-707.
- Paranaguá, P., Melo, P., Sotta, E.D., Veríssimo, A. 2003. *Belém Sustentável*. Belém, Imazon.
- Park, D. 1972. On the ecology of heterotrophic microorganisms in fresh water. *Transactions of the British Mycological Society* 58, 291-299.
- Park, D. 1974. Aquatic hyphomycetes in non-aquatic habitats. *Transactions of the British Mycological Society* 63, 183-187.
- Pascoal, C., Marvanová, L., Cássio, F. 2005. Aquatic hyphomycete diversity in streams of Northwest Portugal. *Fungal Diversity* 19, 109-128.
- Patil, M.S., Yadav, U.S., Patil, S.D. 1991. Contribution to the leaf litter fungi from Maharashtra- II. *Indian Phytopathology* 44(3), 308-313.
- Patil, S.Y., Borse, B.D. 2012. Dematiaceous hyphomycetes from North Maharashtra. *International Multidisciplinary Research Journal* 2(3), 36-38.
- Paulin, A.E., Harrington, T.C. 2000. Phylogenetic placement of anamorphic species of *Chalara* among *Ceratocystis* and other ascomycetes. *Studies in Mycology* 45, 169-186.

- Paulus, B., Gadek, P., Hyde, K.D. 2004. Phylogenetic and morphological assessment of five new species of *Thozetella* from an Australian rainforest. *Mycologia* 96(5), 1074-1087.
- Paulus, B., Gadek, P., Hyde, K.D. 2003. Two new species of *Dactylaria* (anamorphic fungi) from Australian rainforests and an update of species of *Dactylaria*. *Fungal Diversity* 14, 143-156.
- Petersen, R.H. 1962. Aquatic hyphomycetes from North America. I. Aleuriosporae (Part 1), and key to the genera. *Mycologia* 54, 117-151.
- Petersen, R.H. 1963a. Aquatic hyphomycetes from North America. I. Aleuriosporae (Part 2), and Blastosporae. *Mycologia* 55, 18-29.
- Petersen, R.H. 1963b. Aquatic hyphomycetes from North America. I. Phialosporae and miscellaneous species. *Mycologia* 55, 570-581.
- Photita, W., Lumyong, P., McKenzie, E.H.C., Hyde, K.D., Lumyong, S. 2002. A new *Dictyosporium* species from *Musa acuminata* in Thailand. *Mycotaxon* 82, 415-419.
- Pinruan, U., Hyde, K.D., Lumyong, S., McKenzie, E.H.C., Gareth-Jones, E.B. 2007. Occurrence of fungi on tissues of the peat swamp palm *Licuala longicalycata*. *Fungal Diversity* 25, 157-173.
- Pires-Zottarelli, C.L.A., Schoenlein-Crusius, I H., Milanez, A. 1993. Quantitative estimation of zoosporic fungi and aquatic Hyphomycetes on leaves submerged in a stream in the Atlantic rainforest in the state of São Paulo, Brazil. *Revista de Microbiologia* 24(3), 192-197.
- Pirozynski, K.A. 1972. Microfungi of Tanzania. I. Miscellaneous fungi on oil palm. II. New Hyphomycetes. *Mycological Papers* 129, 1-64.
- Pirozynski, K.A, Hodges, C.S Jr. 1973. New Hyphomycetes from South Carolina. *Canadian Journal of Botany* 51(1), 151-173.
- Pirozynski, K.A, Patil, S.D. 1970. Some setose hyphomycetes of leaf litter in South India. *Canadian Journal of Botany* 48, 567-581.
- Posada, D., Buckley, T. R. 2004. Model selection and model averaging in phylogenetics: Advantages of Akaike information criterion and Bayesian approaches over likelihood ratio tests. *Systematic Biology* 53, 793-808.
- Posada, D., Crandall, K.A 1998. Modeltest: testing the model of DNA substitution. *Bioinformatics* 14 (9), 817-818.
- Prasad, T.S.K., Bhat, D.J. 2002. *Stellomyces kendrickii* a new hyphomycete from India. *Mycotaxon* 84, 61-63.
- Pratibha, J., Bhat, S., Raghukumar. 2011. Four anamorphic fungi (with two new species) from forests of Western Ghats, India. *Mycotaxon* 117, 269-278.

- Programa das Nações Unidas para o Meio Ambiente (PNUMA). 2002. *Estado do meio ambiente e retrospectivas políticas: 1972-2002 (Água doce)*. Disponível em: <www.wwiuma.org.br/geo\_mundial.../cap2\_%20aguadoce.pdf>. Acesso em: 09 fevereiro 2012.
- Qu, C.R., Yin, G.H., Zhao, G.Z., Cui, B.K., Liu, X.Z. 2014. Three new species of *Berkleasmiium* (hyphomycetes) from China. *Nova Hedwigia* 98 (In Press).
- Raja, H.A., Schmit, J.P., Shearer, C.A. 2009. Latitudinal, habitat and substrate distribution patterns of freshwater ascomycetes in the Florida peninsula. *Biodiversity and Conservation* 18, 419-455.
- Raja, H.A., Stchigel, A.M., Miller, A.N., Crane, J.L., Shearer, C.A. 2007. Hyphomycetes from the Great Smoky Mountains National Park, including three new species. *Fungal Diversity* 26, 271-286.
- Rajashekhar, M., Kaveriappa, K.M. 2000. Effects of temperature and light on growth and sporulation of aquatic hyphomycetes. *Hydrobiologia* 441, 149-153.
- Rambelli, A., Bartoli, A. 1978. *Guedea*, a new genus of dematiaceous hyphomycetes. *Transactions of the British mycological Society* 71(2), 340-342.
- Rambelli, A., Ciccarone, C., Venturella, G. & Tempesta, S. 2009. Dematiaceous hyphomycetes from Circeo National Park Mediterranean maquis litter. *Flora Mediterranea* 19, 267-296.
- Ranzoni, F.V. 1953. The aquatic hyphomycetes of California. *Farlowia* 4, 353- 398.
- Rao, V., de Hoog G.S. 1986. New or critical hyphomycetes from India. *Studies in Mycology* 28, 1-84.
- Raviraja, N.S., Sridhar, K.R., Bärlocher, F. 1998. Fungal species richness in Western Ghat streams (southern India): is it related to pH, temperature or altitude? *Fungal Diversity* 1, 179-191.
- Reblová, M. 2000. The genus *Chaetosphaeria* and its anamorphs. *Studies in Mycology* 43, 149-168.
- Reblová, M. 2004. Four new species of *Chaetosphaeria* from New Zealand and redescription of *Dictyochoaeta fuegiana*. *Studies in Mycology* 50, 171-186.
- Reblová, M., Gams, W., Štěpánek, V. 2011. The new hyphomycete genera *Brachyalara* and *Infundichalara*, the similar *Exochalara* and species of 'Phialophora sect. Catenulatae' (Leotiomyces). *Fungal Diversity* 46, 67-86.
- Reblová, M., Winka, K. 2000. Phylogeny of *Chaetosphaeria* and its anamorphs based on morphological and molecular data. *Mycologia* 92, 939-954.
- Reddy, S.M., Reddy, S.S. 1978. A new species of *Codinaea*. *Sydowia* 30, 186-188.

- Ren, S.C, Ma, J., Ma, L.G., Zhang, Y.D., Zhang, X.G. 2012. *Sativumoides* and *Cladosporiopsis*, two new genera of hyphomycetes from China. *Mycol. Progress* 11, 443-448.
- Révay, A. 1988. Dematiaceous hyphomycetes inhabiting forest debris in Hungary III. *Studia Botanica Hungarica* 20, 95-100.
- Révay, A., Gönczöl, J. 1989. Some dematiaceous hyphomycetes from woody-litter in Hungary. *Nova Hedwigia* 48, 237-245.
- Richey, J.E., Melack, J.M., Aufdenkampe, A.K., Ballester, V.M., Hess, L.L. 2002. Outgassing from Amazonian rivers and wetland as a large tropical source of atmospheric CO<sub>2</sub>. *Nature* 416, 617-620.
- Rincón, J., Santelloco, R. 2009. Aquatic fungi associated with decomposing *Ficus* sp. leaf litter in a neotropical stream. *Journal of North American Benthological Society* 28(2), 416-425.
- Rodrigues, K.F. 1994. The foliar fungal endophytes of the Amazonian palm *Euterpe oleracea* Mart. *Mycologia* 86, 376- 385.
- Romero, A.I. 1983. Contribución al estudio de los hongos xilófilos de la Argentina. I. Deuteromycotina en *Eucalyptus viminalis* (Myrtaceae). *Boletín de la Sociedad Argentina de Botánica* 22, 57-79.
- Sadowski, E.M, Beimforde, C., Gube, M., Rikkinen, J., Singh, H., Seyfullah, L.J., Heinrichs, J., Nascimbene, P.C., Reitner, J., Schmidt A.R. 2012. The anamorphic genus *Monotosporella* (Ascomycota) from Eocene amber and from modern Agathis resin. *Fungal Biology* 116, 1099-1110.
- Sakayaroj, J., Phongpaichit, S., Jones, E.B.G. 2005. Viability and biodiversity of freshwater hyphomycetes in foam at Ton Nga Chang Wildlife-Sanctuary, Songkhla, southern Thailand. *Fungal Diversity* 18, 135-145.
- Sallati, E., Santos, Â.A., Klabin, I. 2006. Relevant environmental issues. *Estudos Avançados* 20(56), 107-127.
- Samuels, G.L., Müller, E. 1978a. Life history studies of Brazilian Ascomycetes 1: Two new genera of the Sphaericaceae having, respectively, *Sporochisma*-like and *Codinaea* anamorphs. *Sydowia Annales Mycologique Series II* 31, 126-136.
- Samuels, G.L., Müller, E. 1978b. Life history studies of Brazilian Ascomycetes 2: A new species of *Thaxteriella* and its helicosporous anamorph. *Sydowia Annales Mycologique Series II* 31, 137-141.
- Samuels, G.L., Müller, E. 1978c. Life history studies of Brazilian Ascomycetes 3: *Mellanomma radicans* sp. nov. and its *Aposphaeria* anamorph, *Trematosphaeria perrumpens* sp. nov. and *Berlesiella fungicola* sp. nov. and its *Ramichloridium* anamorph. *Sydowia Annales Mycologique Series II* 31, 142-156.

- Samuels, G.L., Müller, E. 1978d. Life history studies of Brazilian Ascomycetes 4: Three species of *Herpotrichia* and their *Pyrenochaeta*-like anamorphs. *Sydowia Annales Mycologique Series II* 31, 157-168.
- Samuels, G.L., Müller, E. 1978e. Life history studies of Brazilian Ascomycetes 5: Two new species of *Ophiostoma* and their *Sporothrix* anamorphs. *Sydowia Annales Mycologique Series II* 31, 169-179.
- Samuels, G.L., Müller, E. 1978f. Life history studies of Brazilian Ascomycetes 6: Three species of *Tubeufia* with, respectively, dictyosporous/pycnidial and helicosporeous anamorphs. *Sydowia Annales Mycologique Series II* 31, 180-193.
- Samuels, G.L., Müller, E. 1980. Life history studies of Brazilian Ascomycetes 9: *Fluviostroma wrightii* gen. et. sp. nov. (Syn. *Sphaerostilbe wrightii* nom. illegit.) and its synnematosous anamorph (*Stromatostilbella* gen. nov.). *Sydowia Annales Mycologique Series II* 33, 282-288.
- Santos-Flores, C. J., Betancourt-López, C. 1997. Aquatic and Water-borne Hyphomycetes (Deuteromycotina) in Streams of Puerto Rico (Including Records from Other Neotropical Locations). *Caribbean Journal of Science*, Special publication n. 2.
- Santos-Flores, C.J., Betancourt, C., Nieves-Rivera, A. 1996. New Records of water-borne Hyphomycetes for Puerto Rico. *Caribbean Journal of Science* 32, 105-110.
- Sati, S.C., Belwal, M. 2005. Aquatic hyphomycetes as endophyte of riparian plant roots. *Mycologia* 97(1), 45-49.
- Sati, S.C., Pargaen, N., Belwal, M. 2009. Diversity of Aquatic Hyphomycetes as Root Endophytes on Pteridophytic Plants in Kumaun Himalaya. *Journal of American Science* 5(4), 179-182.
- Schoenlein-Crusius, I H. 2002. Aquatic Hyphomycetes from cerrado regions in the state of São Paulo, Brazil. *Mycotaxon* 81, 457-462.
- Schoenlein-Crusius, I H., Milanez, A. 1989. Sucessão fúngica em folhas de *Ficus microcarpa* L. f. submersas no lago frontal situado no Parque Estadual das Fontes do Ipiranga, São Paulo, SP. *Revista de Microbiologia* 20, 95-101.
- Schoenlein-Crusius, I H., Milanez, A. 1990a. Hyphomycetes aquáticos no Estado de São Paulo, Brasil. *Revista Brasileira de Botânica* 13(1), 61-68.
- Schoenlein-Crusius, I H., Milanez, A. 1990b. Aquatic Hyphomycetes in São Paulo State, Brazil. I. First observations. *Hoehnea* 17, 111-115.
- Schoenlein-Crusius, I.H., Grandi, R.A.P. 2003. The diversity of aquatic hyphomycetes in South America. *Brazilian Journal of Microbiology* 34, 183-193.
- Schoenlein-Crusius, I.H., Milanez, A.I. 1998. Fungal succession on leaves of *Alchornea triplinervia* (Spreng.) Muell. Arg. submerged in a stream of an Atlantic rainforest in the state of São Paulo, Brazil. *Revista Brasileira de Botânica* 21, 253-259.

- Schoenlein-Crusius, I.H., Moreira, C.G., Bicudo, D.C. 2009. Aquatic hyphomycetes in the Parque Estadual das Fontes do Ipiranga- PEFI, São Paulo, Brazil. *Revista Brasileira de Botânica* 32(3), 411-426.
- Schoenlein-Crusius, I.H., Pires-Zottarelli, C.L.A., Milanez, A.I. 1990. Sucessão fúngica em folhas de *Quercus robur* L. (carvalho) submersas em um lago situado no município de Itapeceira da Serra, SP. *Revista de Microbiologia* 21, 61-67.
- Schoenlein-Crusius, I.H., Pires-Zottarelli, C.L.A., Milanez, A. I. 1992. Aquatic fungi in leaves submerged in a stream in the Atlantic rainforest. *Revista de Microbiologia* 23, 167-171.
- Schoenlein-Crusius, I.H., Pires-Zottarelli, C.L.A., Milanez, A.I., Humphreys, R.D. 1999. Interaction between the mineral content and the occurrence number of aquatic fungi in leaves submerged in a stream in the Atlantic rainforest, São Paulo, Brazil. *Revista Brasileira de Botânica* 22(2), 133-139.
- Schoknecht, J.D., Crane, J.L. 1983. Additional Hyphomycetes from freshwater swamps and hammocks. *Canadian Journal of Botany* 61(8), 2243-2247.
- Schwartz, G., Watrin, O.S., Gomes, J.I. 2006. Espécies arbóreas da sede da Embrapa Amazônia Oriental: Conservação *ex situ* e um novo espaço de educação ambiental em Belém. *Revista de Ciências Agrárias* 46, 181-194.
- Seifert, K., Morgan-Jones, G., Gams, W., Kendrick, B. 2011. *The genera of hyphomycetes*. CBS Biodiversity Series 9, 1-997.
- Selosse, M.A., Vohník, M., Chauvet, E. 2008. Out of the rivers: are some aquatic hyphomycetes plant endophytes? *New Phytologist* 178, 3-7.
- Shaw, D. 1972. *Ingoldiella hamata* gen. et sp. nov. a fungus with clamp connection from a stream in North Queensland. *Transactions of the British Mycological Society* 59, 255-259.
- Shearer, C.A., Crane, J.L. 1971. Fungi of the Chesapeake Bay and its tributaries. 1. Patuxent River. *Mycologia* 63, 237-260.
- Shearer, C.A., Descals, E., Kohlmeyer, B., Kohlmeyer, J., Marvanová, L., Padgett, D., Porter, D., Raja, H.A., Schmit, J.P., Thorton, H.A., Voglymayr, H. 2007. Fungal biodiversity in aquatic habitats. *Biodiversity and Conservation* 16, 49-67.
- Shearer, C.A., Langsam, D.M., Longcore, J.E. 2004. Fungi in freshwater habitats. In: Mueller, G.M., Bills, G.F., Foster, M.S. (eds) *Biodiversity of fungi: inventory and monitoring methods*. Amsterdam, Elsevier Academic Press, pp. 513-532.
- Shearer, C.A., Raja, H.A. 2010. *Freshwater Ascomycetes Database*. Disponível em: <http://fungi.life.illinois.edu/>. Acesso em: 01 maio 2012.

- Shearer, C.A., Webster, J. 1985. Aquatic hyphomycete communities in the river Teign. I. Longitudinal distribution patterns. *Transactions of the British Mycological Society* 84, 489-501.
- Shenoy, B.D., Jeewon, R., Wang, H.K., Amandeep, K., Ho, W.H., Bhat, D.J., Crous, P.W., Hyde, K.D. 2010. Sequence data reveals phylogenetic affinities of fungal anamorphs *Bahusutrabeeja*, *Diplococcium*, *Natarajania*, *Paliphora*, *Polyschema*, *Rattania* and *Spadicoides*. *Fungal Diversity* 44, 161-169.
- Silva, J.M.C., Rylands, A.B., Fonseca, G.A.B. 2005. O destino das áreas de endemismo da Amazônia. *Megadiversidade* 1(1), 124-131.
- Silva, M., Minter, D.W. 1995. Fungi from Brasil. Recorded by Batista and co-workers. *Mycological Papers* 169, 1-585.
- Silva, M.I.L. 2002. Micobiota de água e solo das margens de igarapés situados na área de mata do Campus da UFAM - Manaus, AM. Tese de doutorado. Instituto de Ciências Biológicas, Universidade de São Paulo. São Paulo. 175p.
- Silva, P., Grandi, R.A.P. 2013. Taxonomic studies of *Thozetella* Kuntze (anamorphic Chaetosphaeriaceae, Ascomycota). *Nova Hedwigia* 97(3-4), 361-399.
- Silva, P., Grandi, R.A.P. 2011. A new species of *Thozetella* from Brazil. *Cryptogamie Mycologie* 32, 359-363
- Silva, S.S, Gusmão, L.F.P. 2013. Conidial fungi from the semi-arid Caatinga Biome of Brazil. A new species of *Dictyochaeta*. *Mycosphere* 4(4), 701-705.
- Simmons, D.R., James, T.Y., Meyer, A.F., Longcore, J.E. 2009. Lobulomycetales, a new order in the Chytridiomycota. *Mycological Research* 113(4), 450-460.
- Simonis, J.L., Raja, H.A., Shearer, C.A. 2008. Extracellular enzymes and soft rot decay: Are ascomycetes important degraders in freshwater? *Fungal Diversity* 31, 135-146.
- Sinclair, R.C., Eicker, A., Morgan-Jones, G. 1987. Notes on Hyphomycetes. LVI. *Ceratosporella cheiroidea*, a new species. *Mycotaxon* 30, 351-355.
- Singh, N. 1972. *Pyramidospora constricta* sp. nov. a new aquatic hyphomycete from Sierra Leone. *Transactions of the British Mycological Society* 59, 336-339.
- Sioli, H. 1968. Hydrochemistry and geology in the Brazilian Amazon region. *Amazoniana* 1(3), 267-277.
- Sivichai, S., Jones, E.B.G., Hywel-Jones, N.L. 2000. Fungal colonisation of wood in a freshwater stream at Khao Yai National Park, Thailand. *Aquatic Mycology Across the Millennium. Fungal Diversity* 5, 71-88.
- Sivichai, S., Jones, E.B.G., Hywel-Jones, N.L. 2002. Fungal colonisation of wood in a freshwater stream at Tad Ta Phu Khao Yai National Park, Thailand. *Fungal Diversity* 10, 113-129.



- Smits, G., Fernandez, R., Cressa, C. 2007. Preliminary study of aquatic hyphomycetes from Venezuelan streams. *Acta Botánica Venezuelica* 30, 345-355.
- Sokolski, S., Piché, Y., Chauvet, É., Bérubé, J.A. 2006. A fungal endophyte of black spruce (*Picea mariana*) needles is also an aquatic hyphomycete. *Molecular Ecology* 15, 1955-1962.
- Somrithipol, S., Jones, E.B.G., Hywel-Jones, N.L. 2002. Fungal diversity and succession on pods of *Delonix regia* (Leguminosae) exposed in a tropical forest in Thailand. *Fungal Diversity* 10, 131-139.
- Sotão, H.M.P., Gibertoni, T., Maziero, R., Baseia, I., Medeiros, P.S., Martins Júnior, A.S., Capelari, M. 2009a. Fungos macroscópicos da Floresta Nacional de Caxiuanã: Basidiomycota (Agaricomycetes). In: Lisboa, P.L. (Org.). *Caxiuanã: Desafios para conservação de uma Floresta Nacional na Amazônia*. Belém, Museu Paraense Emílio Goeldi, pp. 383-396.
- Sotão, H.M.P., Hennen, J.F., França, I.F., Freires, E., Moura, M.F., Martins Júnior, A.S., Medeiros, P.S., Silva, M.F.F. 2009b. Ferrugens (Uredinales - Basidiomycota) da FLONA de Caxiuanã. In: Lisboa, P. (org.). *Caxiuanã: desafios para conservação de uma floresta nacional na Amazônia*. Belém, MPEG, pp. 371-381.
- Spegazzini, C. 1923. Algunos hongos de Tierra del Fuego. *Physis Revista de la Sociedad Argentina de Ciencias Naturales* 7, 7-23.
- Sridhar, K. R., Chandrashakher, K. R. and Kaveriappa, K. M. 1992. Research on the Indian subcontinent. In: Barlocher, F. (ed.) *The Ecology of Aquatic Hyphomycetes*. Heidelberg, Springer- Verlag, pp. 182-211.
- Sridhar, K. R., Kaveriappa, K. M. 1992. Aquatic hyphomycetes of Western Ghat streams, India. *Sydowia* 44, 66-77.
- Sridhar, K.R., Bärlocher, F. 1997. Water chemistry and sporulation by aquatic hyphomycetes. *Mycological Research* 101(5), 591-596.
- Sridhar, K.R., Karamchand, K.S., Hyde, K.D. 2010. Wood-inhabiting filamentous fungi in high-altitude streams of the Western Ghats by damp incubation and bubble chamber incubation. *Mycoscience*. 51, 104-115.
- Sridhar, K.R., Krauss, G., Bärlocher, F., Raviraja, N.S., Wennrich, R., Baumbach, R., Krauss, G.-J. 2001. Decomposition of alder leaves in two heavy metal-polluted streams in central Germany. *Aquatic Microbial Ecology* 26, 73-80.
- Sridhar, K.R., Krauss, G., Bärlocher, F., Wennrich, R., Krauss, G.-J. 2000. Fungal diversity in heavy metal polluted waters in Central Germany. *Fungal Diversity* 5, 119-129.
- Staden, R. 1996. The Staden Sequence Analysis Package. *Molecular Biotechnology* 5, 233-241.

- Steege, H., Pitman, N.C.A., Sabatier, D., Baraloto, C., Salomão, R.P., Guevara, J.E. et al. 2013. Hyperdominance in the Amazonian Tree Flora. *Science* 342, 1243092.
- Suberkropp, K. 1997. Annual production of leaf-decaying fungi in a woodland stream. *Freshwater Biology* 38, 169-178.
- Subramaniam, A., Yeager, P.L., Carpenter, E.J., Mahaffey, C., Björkman, K., Cooley, S., Kustka, A.B., Montoya, J.P., Sañudo-Wilhelmy, S.A., Shipe, R., Capone, D.G. 2008. Amazon river enhances diazotrophy and carbon sequestration in the tropical North Atlantic Ocean. *Proceedings of the National Academy of Sciences* 105, 10460-10465.
- SUDAM. 1984. *Atlas climatológico da Amazônia Brasileira*. Belém, PA, 125 p. (Publicação 19).
- Subramanian, C.V. 1992. A reassessment of *Sporidesmium* (hyphomycetes) and some related taxa. *Proceedings of the Indian National Science Academy B* 58, 179-190.
- Sudheep, N.M., Sridhar, K.R. 2011. Diversity of lignicolous and Ingoldian fungi on woody litter from the River Kali (Western Ghats, India). *Mycology* 2(2), 98-108.
- Sutton, B.C. 1973. Hyphomycetes from Manitoba and Saskatchewan, Canada. *Mycological Papers* 132, 1-143.
- Sutton, B.C. 1980. Microfungi from Australian leaf litter. *Proceedings of the Royal Society of Queensland* 91, 11-19.
- Sutton, B.C. 1985. Notes on some deuteromycete genera with cheiroid or digitate brown conidia. *Proceedings of the Indian Academy of Sciences Section B*, 94, 229-244.
- Sutton, B.C., Cole G.T. 1983. *Thozetella* (Hyphomycetes): an exercise in diversity. *Transactions of the British Mycological Society* 81(1), 97-107
- Sutton, B.C., Hodges, C.S. 1975. *Eucalyptus* microfungi: *Codinaea* and *Zanclospora* species from Brazil. *Nova Hedwigia* 26, 517-525.
- Swofford, D.L. 2002. PAUP\*. *Phylogenetic analysis using parsimony(\*and other methods)*, v. 4.10. Sinauer Associates, Sunderland.
- Tamura, K., Peterson, D., Peterson, N., Stecher, G., Nei, M., Kumar, S. 2011. MEGA5: Molecular Evolutionary Genetics Analysis using Maximum Likelihood, Evolutionary Distance, and Maximum Parsimony Methods. *Molecular Biology and Evolution* 28, 2731-2739.
- Thomas, K. 1996. Freshwater fungi. In: Grgurinovic (ed.) *Fungi of Australia*. Canberra, *Australian Biological Resources*, pp. 1-37.
- Toyazaki, N., Udagawa, S. 1981. An undescribed pleomorphic species of *Codinaea*. *Mycotaxon* 13, 450-456.

- Trappe, J.M., Schenck, N.C. 1982. Taxonomy of the fungi forming Endomycorrhizae. In: *Methods and principles of Mycorrhizae research* (Ed. Schenck, N.C.). *The American Phytopathological Society*, St. Paul, p. 1-9.
- Trindade, M.J.S., Andrade, C.R., Sousa, L.A.S. 2007. Florística e fitossociologia da Reserva do Utinga, Belém, Pará, Brasil. *Revista Brasileira de Biociências* 5 (supl. 2), 234-236.
- Tsui, C.K.M., Hyde, K.D. 2004. Biodiversity of fungi on submerged wood in a stream and its estuary in the Tai Ho Bay, Hong Kong. *Fungal Diversity* 15, 205-220.
- Tsui, C.K.M., Hyde, K.D., Hodgkiss, I.J. 2000. Biodiversity of fungi on submerged wood in Hong Kong streams. *Aquatic Microbial Ecology* 21, 289-298.
- Tsui, C.K.M., Hyde, K.D., Hodgkiss, I.J. 2001. Longitudinal and temporal distribution of freshwater ascomycetes and dematiaceous hyphomycetes on submerged wood in the Lam Tsuen River, Hong Kong. *Journal of the North American Benthological Society* 20, 533-549.
- Tubaki K. 1975. Notes on the Japanese hyphomycetes IV. *Candelabrum* and *Beverwykella* gen. nov. *Transactions of the Mycological Society of Japan* 16, 132-140.
- Tubaki, K. 1957. Studies on the Japanese hyphomycetes. III. Aquatic group. *Bulletin of the Natural Science Museum (Tokyo)* 41, 249-268.
- Tubaki, K., Tan, T.K., Ogawa, Y. 1993. Water-borne Hyphomycetes in Singapore, with a description of an undescribed species of *Trichocladium*. *Mycotaxon* 46, 437-444.
- Tubaki, K., Watanabe, K., Manoch, L. 1983. Aquatic Hyphomycetes from Thailand. *Transactions of the Mycological Society of Japan* 6, 11-16.
- Tzean S.S., Chen J.L. 1991. Two new species of *Dactylaria* from Taiwan. *Mycological Research* 95, 1000-1004.
- Udagawa, S., Iwatsu, T. 1990. *Phaeohiratsukaea expansa*, a new genus and species of hyphomycetes. *Reports of the Tottori Mycological Institute* 28, 151-157.
- Upadhyay, H.P. 1966. Soil fungi from North-East Brazil. *Mycopathologia et Mycologia applicata*, 30, 276-286.
- Val, A.L., Almeida-Val, V.M.F., Fearnside, P.M., Santos, G.M., Piedade, M.T.F., Junk, W., Nozawa, S.R., Silva, S.T., Dantas, F.A.C. 2010. Amazônia: Recursos hídricos e sustentabilidade. In: J. Tundisi (ed.) *Recursos Hídricos*. São Paulo, Academia Brasileira de Ciências (ABC) & Fundação de Amparo a Pesquisa do Estado de São Paulo (FAPESP), pp. 95-109.
- Val, A.L., Almeida-Val, V.M.F., Randall, D.J. 2006. Tropical environment. In: Val, A.L., Almeida-Val, V.M.F., Randall, D.J. (eds) *The physiology of tropical fishes*. London, Elsevier, vol. 21, pp. 1-45.

- Vannote, R.L., Minshall, G.W., Cummins, K.W., Sedell, J.R., Cushing, C.E. 1980. The river continuum concept. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, 37, 130-137.
- Veríssimo, A., Roll, A., Vedoveto, M., Futada, S.M. 2011. *Áreas Protegidas na Amazônia Brasileira: avanços e desafios*. Belém, Imazon; São Paulo, Instituto Socioambiental.
- Vijaykrishna, D., Hyde, K.D. 2006. Inter- and intra stream variation of lignicolous freshwater fungi in tropical Australia. *Fungal Diversity* 21(1), 203-224.
- Vijaykrishna, D., Jeewon, R., Hyde, K.D. 2006. Molecular taxonomy, origins and evolution of freshwater ascomycetes. *Fungal Diversity* 23, 351-390.
- Voglmayr, H. 2000. Die aero-aquatischen Pilze des Sauwaldgebietes. *Beiträge zur Naturkunde Oberösterreichs* 9, 705-728.
- Voglmayr, H., Delgado-Rodríguez, G. 2003. New species, notes and key to the aeroaquatic genera *Beverwykella* and *Ramicephala* gen. nov. *Mycological Research* 107(2), 236-244.
- Wang, C.J.K. 2010. Wood-inhabiting microfungi (molds) of New York. The New York State Biodiversity Research Institute.
- Webster, J., Davey, R.A. 1980. Two aero-aquatic hyphomycetes from Malaysia. *Transactions of the British Mycological Society* 75, 341-345.
- Webster, J., Descals, E. 1981. Morphology, distribution and ecology of conidial fungi in freshwater habitats. In: Cole, G.T., Kendrick, B. (eds.). *The biology of conidial fungi*. New York, Academic Press, pp. 295-355.
- White, T., Bruns, T., Lee, S., Taylor, J. 1990. Amplification and direct sequencing of fungal ribosomal RNA genes for phylogenies. In: *PCR Protocols: a Guide to Methods and Applications* (eds Innis, M.A., Gelfand, D.H., Sninsky, J.J., White, T.J.), p. 315–322. Academic Press, San Diego, California, 1990.
- Whitton, S.R., McKenzie, E.H.C., Hyde, K.D. 2000. *Dictyochaeta* and *Dictyochaetopsis* species from the Pandanaceae. *Fungal Diversity* 4, 133-158.
- Whitton, S.R., McKenzie, E.H.C., Hyde, K.D. 2012. Anamorphic Fungi associated with Pandanaceae. In: *Fungi associated with Pandanaceae* (Ed. Hyde, K.D.), vol. 21, p. 125-353. Mushroom Research Foundation, Hong Kong.
- Wong, M.K.M., Goh, T.K., Hodgkiss, I.J., Hyde, K.D., Raghoo, V.M., Tsui, C.K.M., Ho, W.H., Wong, W.S.W., Yuen, T.K. 1998. Role of fungi in freshwater ecosystems. *Biodiversity and Conservation* 7, 1187-1206.
- Wood-Eggenschwiler, S., Bärlocher, F. 1983. Aquatic hyphomycetes in sixteen streams in France, Germany and Switzerland. *Transactions of the British Mycological Society* 81(2), 371-379.

- Wu, W., Zhuang, W. 2005. *Sporidesmium, Endophragmiella and related genera from China*. Fungal Div. Press, Hong Kong.
- Wurzbacher, C.M., Bärlocher, F., Grossart, H-P. 2010. Fungi in lake ecosystems. *Aquatic Microbial Ecology*, 59(2), 125-149.
- Xia, J.W., Ma, L.G., Castañeda Ruiz, R.F., Zhang, X.G. 2014. A new species of *Sporidesmiopsis* and three new records of other dematiaceous hyphomycetes from southern China. *Nova Hedwigia* 98 (In press).
- Yanna, W.H.Ho, Goh, T.K, Hyde, K.D. 2000a. A new species of *Everhartia* associated with leaf spots of *Phoenix hanceana* from Hong Kong. *Botanical Journal of Linnean Society* 134, 465-470.
- Yanna, Ho W.H., Goh, T.K., Hyde, K.D. 2000b. *Craspedodidymum nigroseptatum* sp. nov., a new hyphomycete on palms from Brunei Darussalam. *Mycological Research* 104(9), 1146-1151.
- Yanna, Ho W.H., Hyde K.D., Goh T.K. 2001. Occurrence of fungi on tissues of *Livistona chinensis*. *Fungal Diversity* 6, 167-180.
- Yanna, Hyde K.D. 2002. New saprobic fungi on fronds of palms from northern Queensland, Australia. *Australian Systematic Botany* 15, 755-764.
- Zhang, H., Jones, G.E.B., Zhou, D., Bahkali, A.H., Hyde, K.D. 2011a. Checklist of freshwater fungi in Thailand. *Cryptogamie Mycologie* 32(2), 199-217.
- Zhang, Y.D., Ma J., Wang, Y., Ma, L.G., Castañeda-Ruíz, R.F., Zhang, X.G. 2011b. New species and record of *Pseudoacrodictys* from southern China. *Mycological Progress* 10, 261-265.
- Zhang, K., Ma, L.G., Zhang, X.G. 2009. New species and records of *Shrungabeeja* from southern China. *Mycologia* 101(4), 573-578.
- Zhang, X.G., Wang, X.M. 2008. Notes on dead wood dematiaceous hyphomycetes I. Two newly recorded species from China. *Mycosystema* 27(1), 140-142.
- Zhang, Y., Ma, J., Ma, L., Castañeda Ruiz, R.F., Zhang, X.G. 2012a. A new species of *Quadracaea* and new records of other dematiaceous hyphomycetes from southern China. *Nova Hedwigia* 94(3-4), 405-411.
- Zhang, Y.D., Ma, J., Ma, L.G., Castañeda Ruiz, R.F. & Zhang, X.G. 2012b. A new species of *Corynesporella* and two new records from southern China. *Cryptogamie Mycologie* 33(1), 99-104.
- Zhao, G.Z., Liu, X.Z., Wu, W.P. 2007. Helicosporous hyphomycetes from China. *Fungal Diversity* 26, 313-524.
- Zhao, G.Z., Zhang, T.Y. 2004. Notes on dictyosporic hyphomycetes from China V. The genus *Monodictys*. *Mycosystema* 23, 324-327.

# Anexos

**Tabela 1.** Fungos conidiais decompositores de material vegetal submerso na Região Metropolitana de Belém (Pará) isolados em cultura (meio ágar cenoura mlho-CMA) e preservados pelos métodos do óleo mineral e de Castellani.

<b>Código Lamic</b>	<b>Gênero / Espécie</b>	<b>Localidade</b>	<b>Óleo mineral</b>	<b>Castellani</b>
129/13	<i>Acrogenospora sphaerocephala</i>	Parque Estadual do Utinga	-	X
267/12	<i>Arthrobotrys oligospora</i>	Ilha do Combu	X	X
126/11	<i>Beltrania africana</i>	Parque Estadual do Utinga	X	X
441/12	<i>Beltrania rhombica</i>	Ilha do Combu	X	X
442/12	<i>Beltrania rhombica</i>	Ilha do Combu	X	X
52/13	<i>Beltraniella portoricensis</i>	Parque Ecológico de Gunma	X	X
52/13	<i>Beltraniella portoricensis</i>	Parque Ecológico de Gunma	X	X
250/12	<i>Beverwykella clathrata</i>	Parque Ecológico de Gunma	X	X
151/13	<i>Cacumisporium</i> sp.	Parque Estadual do Utinga	X	X
101/12	<i>Cancellidium applanatum</i>	Parque Estadual do Utinga	X	X
143/12	<i>Candelabrum brocciatum</i>	Parque Estadual do Utinga	X	X
165/12	<i>Candelabrum brocciatum</i>	Parque Estadual do Utinga	X	X
148/13	<i>Chaetopsina nimbae</i>	Ilha do Combu	X	X
68/11	<i>Chloridium</i> sp.	Parque Ecológico de Gunma	X	X
29/12	<i>Dactylaria</i> sp.	Parque Estadual do Utinga	X	X
121/12	<i>Dactylaria</i> sp.	Parque Ecológico de Gunma	X	X
155/12	<i>Dactylaria</i> sp.	Parque Ecológico de Gunma	X	X
160/12	<i>Dactylaria</i> sp.	Parque Ecológico de Gunma	X	X
309/12	<i>Dactylaria</i> sp.	Ilha do Combu	X	X
444/12	<i>Dactylaria</i> sp.	Ilha do Combu	X	X
67/13	<i>Dactylaria</i> sp.	Parque Estadual do Utinga	X	X
70/13	<i>Dactylaria</i> sp.	Ilha do Combu	X	X
51/13	<i>Dictyochaeta assamica</i>	Ilha do Combu	X	X
66/13	<i>Dictyochaeta santa-barbarensis</i>	Parque Ecológico de Gunma	X	X
10/12	<i>Dictyochaeta subfuscospora</i>	Ilha do Combu	X	X
44/11	<i>Dictyochaeta</i> sp.	Ilha do Combu	X	X
156/12	<i>Dictyochaeta</i> sp.	Ilha do Combu	X	X
185/12	<i>Dictyochaeta</i> sp.	Ilha do Combu	X	X
306/12	<i>Dictyochaeta</i> sp.	Ilha do Combu	X	X
308/12	<i>Dictyochaeta</i> sp.	Ilha do Combu	X	X
367/12	<i>Dictyochaeta</i> sp.	Ilha do Combu	X	X
369/12	<i>Dictyochaeta</i> sp.	Ilha do Combu	X	X
128/13	<i>Dictyochaeta</i> sp.	Parque Estadual do Utinga	X	X
169/11	<i>Dictyochaetopsis menisporoides</i>	Parque Estadual do Utinga	X	X
368/12	<i>Dictyosporium musae</i>	Ilha do Combu	X	X
68/13	<i>Dinemasporium</i> sp.	Parque Ecológico de Gunma	X	X
126/13	<i>Fusichalara goanensis</i>	Ilha do Combu	X	X
149/13	<i>Fusichalara ornamentata</i>	Ilha do Combu	-	X
184/12	<i>Fusticeps bullatus</i>	Ilha do Combu	X	X

Tabela 1. Continuação

<b>Código Lamic</b>	<b>Gênero / Espécie</b>	<b>Localidade</b>	<b>Óleo mineral</b>	<b>Castellani</b>
100/12	<i>Fusticeps laevisporus</i>	Parque Estadual do Utinga	X	X
99/12	<i>Fusticeps lampadiformis</i>	Parque Estadual do Utinga	X	X
146/12	<i>Fusticeps lampadiformis</i>	Parque Ecológico de Gunma	X	X
157/12	<i>Gliomastix fusigera</i>	Parque Ecológico de Gunma	X	X
407/12	<i>Helicomycete roseus</i>	Ilha do Combu	X	X
9/12	<i>Helicosporium virens</i>	Ilha do Combu	X	X
150/12	<i>Helicoön</i> sp.	Ilha do Combu	X	X
120/12	<i>Idriella ramosa</i>	Parque Ecológico de Gunma	X	X
43/13	<i>Idriella ramosa</i>	Ilha do Combu	X	X
166/12	<i>Intercalarispora nigra</i>	Ilha do Combu	X	X
109/12	<i>Kendrickiella phycomyces</i>	Parque Estadual do Utinga	X	X
145/12	<i>Kendrickiella phycomyces</i>	Parque Estadual do Utinga	X	X
154/12	<i>Kendrickiella phycomyces</i>	Parque Estadual do Utinga	X	X
226/12	<i>Kendrickiella phycomyces</i>	Parque Estadual do Utinga	X	X
107/12	<i>Mariannaea elegans</i>	Ilha do Combu	X	X
108/12	<i>Mariannaea elegans</i>	Parque Estadual do Utinga	X	X
119/12	<i>Mariannaea elegans</i>	Ilha do Combu	X	X
147/12	<i>Mariannaea elegans</i>	Ilha do Combu	X	X
151/12	<i>Mariannaea elegans</i>	Ilha do Combu	X	X
168/12	<i>Mariannaea elegans</i>	Ilha do Combu	X	X
313/12	<i>Mariannaea elegans</i>	Ilha do Combu	X	X
106/12	<i>Monodictys</i> sp.	Ilha do Combu	X	X
122/12	<i>Neta quadriguttata</i>	Parque Ecológico de Gunma	X	X
170/11	<i>Phaeoisaria clematidis</i>	Ilha do Combu	X	X
149/12	<i>Phaeoisaria clematidis</i>	Ilha do Combu	X	X
153/12	<i>Phaeoisaria clematidis</i>	Ilha do Combu	X	X
310/12	<i>Phaeoisaria clematidis</i>	Ilha do Combu	X	X
307/12	<i>Phaeoisaria infrafertilis</i>	Parque Ecológico de Gunma	X	X
130/13	<i>Phaeostalagmus</i> sp.	Parque Ecológico de Gunma	-	X
7/12	<i>Phialocephala humicola</i>	Parque Ecológico de Gunma	X	X
148/12	<i>Pithomyces terricola</i>	Ilha do Combu	X	X
152/13	<i>Pleurotheciopsis</i> sp.	Parque Estadual do Utinga	X	X
159/12	<i>Pseudoagerita ossiformis</i>	Parque Estadual do Utinga	X	X
167/12	<i>Pseudoagerita ossiformis</i>	Ilha do Combu	X	X
49/13	<i>Pseudaegerita ossiformis</i>	Ilha do Combu	X	-
150/13	<i>Pseudaegerita</i> cf. <i>foliicola</i>	Parque Estadual do Utinga	-	X
16/12	<i>Pseudaegerita</i> cf. <i>foliicola</i>	Parque Estadual do Utinga	X	X
91/11	<i>Pseudaegerita</i> cf. <i>foliicola</i>	Ilha do Combu	X	X
60/11	<i>Pseudaegerita</i> sp.	Ilha do Combu	X	X
17/12	<i>Pseudaegerita</i> sp.	Parque Estadual do Utinga	X	X
152/12	<i>Pseudaegerita</i> sp.	Parque Estadual do Utinga	X	X



Tabela 1. Continuação

<b>Código Lamic</b>	<b>Gênero / Espécie</b>	<b>Localidade</b>	<b>Óleo mineral</b>	<b>Castellani</b>
225/12	<i>Pseudaegerita</i> sp.	Parque Estadual do Utinga	X	X
69/13	<i>Pseudaegerita</i> sp.	Parque Estadual do Utinga	X	X
144/12	<i>Selenosporella</i> sp.	Parque Ecológico de Gunma	X	X
127/13	<i>Selenosporella</i> sp.	Parque Ecológico de Gunma	X	X
50/13	<i>Speiropsis scopiformis</i>	Parque Ecológico de Gunma	X	X
249/12	<i>Sporoschisma saccardoii</i>	Ilha do Combu	-	X
53/13	<i>Tozetella buxifolia</i>	Ilha do Combu	X	X
113/13	<i>Thozetella ipisiloidea</i>	Ilha do Combu	X	X
65/13	<i>Thozetella submersa</i>	Parque Ecológico de Gunma	X	X
40/11	<i>Thozetella</i> sp.	Ilha do Combu	X	X
46/11	<i>Thozetella</i> sp.	Ilha do Combu	X	X
61/11	<i>Thozetella</i> sp.	Ilha do Combu	X	X
66/11	<i>Thozetella</i> sp.	Ilha do Combu	X	X
73/11	<i>Thozetella</i> sp.	Ilha do Combu	X	X
92/11	<i>Thozetella</i> sp.	Ilha do Combu	X	X
168/11	<i>Thozetella</i> sp.	Ilha do Combu	X	X
54/13	<i>Thozetella</i> sp.	Ilha do Combu	X	X
161/12	<i>Veronaea</i> sp.	Ilha do Combu	X	X