



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

CAROLINA RIBEIRO SILVA

**ASCOMICETOS LIGNÍCOLAS AQUÁTICOS NA DEIXA DE MARÉ EM
PRAIAS FLUVIAIS NA ILHA DO MOSQUEIRO, BELÉM, PA, BRASIL**

RECIFE

2023

CAROLINA RIBEIRO SILVA

**ASCOMICETOS LIGNÍCOLAS AQUÁTICOS NA DEIXA DE MARÉ EM
PRAIAS FLUVIAIS NA ILHA DO MOSQUEIRO, BELÉM, PA, BRASIL**

Tese apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Biologia de Fungos do Departamento de Micologia do Centro de Biociências da Universidade Federal de Pernambuco, como requisito parcial para obtenção do título de doutora em Biologia de Fungos. Área de concentração: Micologia básica.

Orientador: Prof. Dr. Luís Fernando Pascholati Gusmão (UEFS)

RECIFE

2023

Catálogo na Fonte
Bibliotecário: Marcos Antonio Soares da Silva
CRB4/1381

Silva, Carolina Ribeiro .

Ascomycetos lingnícolas aquáticos na deixa da maré em praias fluviais na ilha do Mosqueiro, Belém, PA, Brasil. / *Carolina Ribeiro Silva*. – 2023.

63 f. : il., fig.; tab.

Orientador: Luís Fernando Pascholati Gusmão.

.

Tese (doutorado) – Programa de Pós-Graduação em em Biologia de Fungos da Universidade Federal de Pernambuco, 2023.

Inclui referências, apêndice .

1. Amazônia. 2. Diversidade fúngica. 3. Estuários. 4. Galhos. 5. Novos táxons. I. Gusmão, Luís Fernando Pascholati (Orient.). II. Título.

579.5

CDD (22.ed.)

UFPE/CB – 2024-035

CAROLINA RIBEIRO SILVA

**ASCOMICETOS LIGNÍCOLAS AQUÁTICOS NA DEIXA DE MARÉ EM
PRAIAS FLUVIAIS NA ILHA DO MOSQUEIRO, BELÉM, PA, BRASIL**

Tese apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Biologia de Fungos da Universidade Federal de Pernambuco, como requisito parcial para obtenção do título de doutora em Biologia de Fungos.

Aprovado em: 28/08/2023.

BANCA EXAMINADORA

Prof. Dr. Luís Fernando Pascholati Gusmão (Orientador)
Universidade Estadual de Feira de Santana - UEFS

Prof^a. Dra. Patrícia Oliveira Fiuza (Examinador Externo)
Universidade Federal do Rio Grande do Norte - UFRN

Prof^a. Dra. Josiane Santana Monteiro (Examinador Externo)
Universidade Federal Rural da Amazonia - UFRA

Prof^a. Dra. Nadja Santos Vitoria (Examinador Externo)
Universidade do Estado da Bahia – UNEB

Prof^a. Dra. Dra. Taimy Cantillo Pérez (Examinador Externo)
Universidade Estadual de Feira de Santana – UEFS

Dedico a minha Mãe, Maria Alice e
ao meu irmão Paulo Victor.

AGRADECIMENTOS

A Deus por iluminar meu caminho, seguir com fé e tornar tudo possível.

Ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico, CNPq, pela bolsa concebida no doutorado (Processo:140871/2018-7).

A Coordenação, colegiado e secretária do Programa de Biologia de Fungos pelo suporte fornecido.

Ao meu orientador, Prof. Dr. Luís Fernando Pascholati Gusmão, pela confiança, incentivo, ensinamentos, paciência e contribuição na formação profissional.

A Universidade Estadual de Feira de Santana pela infraestrutura do Laboratório de Micologia.

Aos meu pais Maria Alice e Paulo Roberto (*in memorian*), pelo dom da vida, especialmente a minha mãe, por primar pelos meus estudos.

Ao melhor irmão, Paulo Victor, pelo apoio, sensibilidade, companheirismo e amizade.

A toda minha família, por compreender minha ausência em alguns momentos e por estarem ao meu lado dividindo essa conquista.

Aos colegas da turma PPGBF 2018-22, Maiara, Jeanne, Laura, Gislaine e Taline, e aos demais colegas de Recife, Leticia, Manu, Suy, Paty, pelo companheirismo, amizades formadas e convivência gratificante na pós-graduação.

Aos queridos amigos do Laboratório de Micologia (LAMIC): Sheila Leão, Taimy Cantillo, Luana Miranda, Gabriel Barreto, Diogo Careli, Maria Santana e Maria Gabriela obrigada pela amizade, apoio e convivência quase que diária na UEFS.

Aos amigos que mesmo na distância continuam na torcida, Renata, Calila, Ícaro Dias, Ana Cristina, Jamile, Nice e Geo.

A Luana Miranda e Josiane Monteiro, pela colaboração nas coletas.

A Dr. Huzefa Raja, da Universidade da Carolina do Norte, pelo auxílio nas identificações de algumas espécies.

E a todos aqueles, direta ou indiretamente, contribuíram para a elaboração deste trabalho ou participaram na minha vida, a quem por vezes esqueci de agradecer.

RESUMO

Os estuários são considerados ambientes promissores para a presença de fungos marinhos e de água doce devido a sua condição ambiental dinâmica. Os estudos de ascomicetos aquáticos no Brasil são mais direcionados aos ambientes de água doce, sendo limitados em áreas estuarinas. De tal modo este estudo teve o objetivo de ampliar o conhecimento taxonômico sobre os ascomicetos aquáticos em substratos lignícolas encontrados na deixa de maré (zona intermaré) na região de estuário na ilha do Mosqueiro, Estado do Pará, com a descrição de novas espécies e novos registros. Para realização das coletas no período entre março de 2018 a agosto de 2021 foram escolhidas seis praias fluviais da Ilha: Farol, Murubira, São Francisco, Marahú, Paraíso e Baía do Sol. Os galhos em estágio de decomposição avançados foram coletados na zona intermaré, processadas de acordo com Castañeda-Ruiz et al., (2016) e examinadas regularmente por 6-12 meses. Durante o estudo foram encontrados 19 táxons, destes um representa uma nova espécie de *Jahnula* e outra de *Aquastroma*, novos relatos de *Boerlagiomyces websteri*, *Corollospora pseudopulchella*, *Falciformispora lignatilis* e *Savoryella lignicola* para a América do Sul e *Annulusmagnus triseptatus* para o Brasil também foram publicadas. Os dados apresentados por este estudo contribuíram para ampliar o conhecimento sobre ascomicetos aquáticos de regiões amazônicas estuarinas.

Palavras-chave: Amazônia, diversidade fúngica, estuários, galhos, novos táxons

ABSTRACT

Estuaries are considered promising environments for the presence of marine and freshwater fungi due to their dynamic environmental conditions. Studies of aquatic ascomycetes in Brazil are more focused on freshwater environments and are limited to estuarine areas. The aim of this study was to expand taxonomic knowledge of aquatic ascomycetes on lignicolous substrates found in the tidal flats (intertidal zone) in the estuary region of Mosqueiro Island, Pará State, with the description of new species and new records. Six river beaches on the island were chosen to be collected from March 2018 to August 2021: Farol, Murubira, São Francisco, Marahú, Paraíso and Baia do Sol. Branches in advanced stages of decomposition were collected in the intertidal zone, processed according to Castañeda-Ruiz et al., (2016) and examined regularly for 6-12 months. During the study, 19 taxa were found, of which one represents a new species of *Jahnula* and another of *Aquastroma*, new reports of *Boerlagiomyces websteri*, *Corollospora pseudopulchella*, *Falciformispora lignatilis* and *Savoryella lignicola* for South America and *Annulusmagnus triseptatus* for Brazil were also published. The data presented in this study contributed to expanding knowledge about aquatic ascomycetes from Amazonian estuarine regions.

Key words: Amazon, estuaries, fungal diversity, new taxa, wood

LISTA DE ILUSTRAÇÕES

Fundamentação Teórica	Pág.
Figura 1 – Área de delimitação da zona costeira amazônica brasileira, indicando os Estados do Amapá, Pará e Amazonas e seus distritos municipais definidos)	18
Figura 2 – Mapa da divisão da ZCP: Setor 1 (Costa Atlântica do Salgado Paraense), setor 2 (Continental Estuarino) e setor 3 (Insular Estuarino)	19
Figura 3 – Localização da Ilha do Mosqueiro, Belém-PA.....	20
Metodologia	
Figura 4 – Mapa da Ilha do Mosqueiro, Belém (PA), com os pontos de coleta sinalizados.....	22
Figura 5 – Seis praias escolhidas na Ilha do Mosqueiro.....	23

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 – Coordenadas geográficas dos seis pontos de coleta na Ilha do Mosqueiro.....	22
Tabela 2 – Gêneros e espécies identificadas.....	24

SUMÁRIO

	Pág.
1. INTRODUÇÃO.....	11
1.1. OBJETIVOS.....	12
1.1.1. Objetivo Geral.....	12
1.1.2. Objetivos específicos.....	12
2. FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA.....	13
2.1. Fungos aquáticos.....	13
2.2. Ascomicetos em áreas intermaré.....	13
2.3. Estudos de ascomicetos em áreas de intermarés no Brasil.....	16
2.4. Zona Costeira da Amazônia Brasileira.....	16
2.4.1. Zona Costeira Paraense.....	18
2.4.2. Ilha do Mosqueiro.....	20
3. METODOLOGIA	22
4. RESULTADOS E DISCUSSÃO	24
4.1. Materiais analisados	24
4.2. Síntese dos artigos produzidos	25
5. CONSIDERAÇÕES FINAIS	25
REFERÊNCIAS	26
APÊNDICE A- New species of <i>Jahnula</i> (Jahnulales, Dothideomycetes) and new records of aquatic ascomycetes from the Brazilian Amazon estuarine beaches.....	32
APÊNDICE B- Nova espécie de <i>Aquastroma</i> (Pleosporales, Dothideomycetes) de ascomicetos aquáticos das praias estuarinas da Amazônia Brasileira	59

1. INTRODUÇÃO

Hawksworth (1991) estimou a existência 1,5 milhões de fungos. Revisando esta estimativa dez anos depois, o mesmo autor preservou a estimativa, considerando pesquisas realizadas em regiões com altos índices de biodiversidade (*hotspots*), que se encontram principalmente nos trópicos (Hawksworth 2001). Mais recentemente, Hawksworth & Luking (2017) afirmaram que evidências de sequências ambientais, espécies crípticas e um maior número de micologistas envolvidos na descoberta de novas espécies contribuíram para uma estimativa entre 2,2 a 3,8 milhões de espécies de fungos existentes no planeta.

O filo Ascomycota inclui fungos que produzem esporos em estruturas específicas chamadas de ascos, responsáveis pela formação e liberação dos esporos meióticos (ascósporos), também podem apresentar fase unicelular, formar ascomas ou não, ser liquenizados ou não (Schoch *et al.*, 2009). É considerado o maior filo do Reino Fungi com cerca de 92724 espécies distribuídos em 9070 gêneros (Bánki *et al.*, 2023), ainda assim, somente cerca de 1.857 espécies de fungos marinhos são aceitas, contando com Sordariomycetes e Dothideomycetes como as classes mais representativas (Jones *et al.*, 2021; Hyde *et al.*, 2013).

O Brasil possui uma região costeira com aproximadamente 8.500 km de extensão, das quais 35% são ocupados pelo litoral amazônico brasileiro. Esta zona litorânea apresenta características peculiares como a elevada precipitação anual, altas temperaturas, ampla plataforma continental e descarga de dezenas de estuários, envolvendo ainda o rio Amazonas, que representa 16% de água doce descarregada nos oceanos, elevando os níveis de nutrientes e matéria orgânica (Pereira *et al.*, 2009) e formando um ambiente aquático complexo com alta produtividade biológica (Cavalcante *et al.*, 2016).

Neste ecossistema altamente dinâmico, com fortes correntes de maré e ondas geradas pelo vento capazes de misturar as águas dos rios e do mar (Ribeiro, 2004), encontra-se a Ilha do Mosqueiro, localizada na Região Metropolitana de Belém-PA, com quase 22.500 ha, inserido na zona costeira amazônica (Souza Filho, 2005), que recebe forte influência da Baía de Marajó (Viana, 2017).

O presente estudo visa ampliar os conhecimentos sobre os ascomicetos aquáticos em substratos lignícolas encontrados na deixa de maré na região de estuário na ilha do Mosqueiro, Estado do Pará.

1.1. OBJETIVOS

1.1.1 Objetivo Geral

- Realizar um estudo taxonômico das espécies de ascomicetos aquáticos associados a substratos lignícolas recolhidos na deixa da maré em praias fluviais da Ilha do Mosqueiro, Belém, Pará.

1.1.2 Objetivos específicos

- Descrever as espécies de ascomicetos aquáticos que representem novos registros para o Brasil, Américas e Neotrópico, além de novas espécies;
- Contribuir para o número de isolados de fungos Coleção de Culturas de Microrganismos da Bahia (CCMB);

2. FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA

2.1. Fungos Aquáticos

Os fungos considerados aquáticos podem ser aqueles que apresentam seu ciclo de vida total ou parcialmente na água, além de apresentarem características morfológicas que ajudam na dispersão nesse ambiente (Shearer, 1993; Vijaykrishna *et al.*, 2006). Fatores ambientais como temperatura e salinidade podem interferir na diversidade de fungos numa comunidade marinha (Shearer, 1972). A grande maioria dos fungos aquáticos pertence a Ascomycota e Chytridiomycota, enquanto Basidiomycota apresenta um número bastante reduzido em relação aos demais (Shearer *et al.*, 2007).

Os fungos marinhos podem ser conceituados como capazes de desenvolver-se em substratos presentes em ambientes marinhos, e podem apresentar relações com organismos desse ambiente (Pang *et al.*, 2016). Suas estruturas reprodutivas sexuais podem apresentar adequações em seu formato e presença de estruturas que permitem ao fungo fixar-se melhor aos substratos, como a presença de bainhas mucilaginosas nos ascósporos (Raja *et al.*, 2018).

Sabe-se que 1.857 espécies de fungos (incluindo 136 espécies de microsporídios) são conhecidas por habitar o ambiente marinho. Eles estão distribuídos em sete filos, 22 classes, 88 ordens, 226 famílias e 769 gêneros, presentes em vários substratos em decomposição, associados a folhas, troncos, bolhas de ar de plantas e sedimentos de mangue; endófitos isolados de algas; e parasitas do fitoplâncton (Jones *et al.*, 2021).

2.2. Ascomicetos em áreas intermaré

As praias são áreas em contato direto com a zona costeira, tidas como ecossistemas altamente dinâmicos, com particularidades morfológicas modificadas por agentes como as ondas, vento e maré. Além de ser naturalmente uma proteção a costa (Braga *et al.*, 2007).

Wright *et al.*, (1982) propôs a subdivisão morfodinâmica da praia em três zonas:

- I. Zona de Supramaré: Compreende a porção limite da mare alta até a vegetação da área. Raramente é atingida por ondas.
- II. Zona de Intermaré: Zona limitada entre os níveis de maré alta e baixa.
- III. Zona de Inframaré: Estende-se do limite de maré baixa em direção ao mar.

Organismos de zonas intermarés podem ter uma boa adaptação a variadas condições devido a exposição periódica de imersão e emersão. Durante a exposição na maré baixa a temperatura do organismo intermaré pode variar de 10–15° C dependendo dos fatores ambientais (Blanchette *et al.*, 2016).

Os estuários apresentam padrões diferenciados nas suas condições ambientais, consequentemente, representam uma boa área para realização de estudos exploratórios (Gold, 1959). Diversos estudos de diversidade de ascomicetos sexuais em áreas estuarinas são relatados. Elliot (1930) foi o pioneiro em pesquisar esse grupo em solo de pântanos salgados numa pequena aldeia do Reino Unido. Borut e Johnson (1962) pesquisaram fungos que habitavam sedimentos no estuário Neuse-Newpor, Carolina do Norte (USA). Shearer (1972) analisou como os fatores salinidade e temperatura influenciaram na distribuição dos fungos no Rio Patuxent, afluente da Baía de Chesapeake- Mayland (USA), apontando que houve uma diferença na composição da comunidade do ambiente de água doce em relação ao ambiente sob influência de água salgada onde a salinidade pode ser um fator determinante da distribuição e a temperatura elevada provavelmente estimulou o crescimento de ascomicetos sexuais.

Vrijmoed *et al.*, (1982) investigaram os efeitos da salinidade, temperatura, pH, oxigênio dissolvido, demanda bioquímica de alguns elementos químicos e transmissão de luz na ocorrência de fungos marinhos em cinco diferentes pontos na zona costeira de Hong Kong, porém estes não foram fatores tão determinante na distribuição dos fungos. Hyde *et al.*, (2002) descreveram os gêneros *Lophiostoma* Ces. & De Not. e *Massarina* Sacc. em habitats marinhos e estuarinos, apesar de serem gêneros comumente encontrados em ambiente terrestre, algumas espécies foram registradas pela primeira vez em outro ambiente. Nieves-Rivera e Santos-Flores (2005) reportaram novos registros de fungos marinhos em substratos coletados em estuário ao norte de Porto Rico. Karamchand *et al.*, (2009) analisaram a diversidade de fungos em *Cyperus malaccensis* Lam no estuário de Nethravathi, Índia, analisando seis partes da planta em três estágios de amadurecimento, sendo o caule basal e o estágio maduro da planta os mais diversificados. Pearman *et al.*, (2010) compararam três habitats aquáticos (marinho, estuário e água doce) na Escócia, sendo o ambiente de água doce mais micodiverso e a variedade diminuiu em habitats mais salinos. Gonsalves *et al.*, (2012) estudaram fungos em ambiente estuarinos halofíticos.

Outros estudos de ascomicetos sexuais em zonas intermarés foram concentrados em regiões de manguezais ou com a vegetação incorporada, como os pioneiros na Austrália (Cribb e Cribb, 1955, 1956; Pegg *et al.*, 1980; Hyde, 1990a), Egito (Abdel-Wahab *et al.*, 2001), Serra Leoa (Aleem, 1980), Filipinas (Jones *et al.*, 1988; Alias *et al.*, 1999), Ilhas de Andamã e Nicobar (Chinnaraj, 1993), Tailândia (Hyde *et al.*, 1990), Seychelles (Hyde e Jones, 1987, 1988; Hyde *et al.*, 1986), Hong Kong (Vrijmoed *et al.*, 1994; Tsui e Hyde, 2004), Índia (Patil e Borse, 1983; Ravikumar e Vittal, 1987, 1996; Borse, 1988; Borse e Hyde, 1989; Hyde *et al.*, 1992, Sarma *et al.*, 2001), África do Sul (Steinke e Jones, 1993), Hawai (Volkmann-Kohlmeyer e Kohlmeyer, 1993), Malásia (Jones e Tan, 1987; Jones e Kuthubutheen, 1989; Tan e Leong, 1992; Whalley *et al.*, 1994), México

(Hyde, 1992c), Brunei (Hyde, 1988a), Sumatra (Hyde, 1989) e Belize (Kohlmeyer e Volkmann-Kohlmeyer, 1987).

Outros estudos de ascomicetos sexuais em zonas intermarés foram concentrados em regiões de manguezais ou com a vegetação incorporada, como os pioneiros na Austrália (Cribb e Cribb, 1955, 1956; Pegg *et al.*, 1980; Hyde, 1990a), Egito (Abdel-Wahab *et al.*, 2001), Serra Leoa (Aleem, 1980), Filipinas (Jones *et al.*, 1988; Alias *et al.*, 1999), Ilhas de Andamã e Nicobar (Chinnaraj, 1993), Tailândia (Hyde *et al.*, 1990), Seychelles (Hyde e Jones, 1987, 1988; Hyde *et al.*, 1986), Hong Kong (Vrijmoed *et al.*, 1994; Tsui e Hyde, 2004), Índia (Patil e Borse, 1983; Ravikumar e Vittal, 1987, 1996; Borse, 1988; Borse e Hyde, 1989; Hyde *et al.*, 1992, Sarma *et al.*, 2001), África do Sul (Steinke e Jones, 1993), Hawai (Volkmann-Kohlmeyer e Kohlmeyer, 1993), Malásia (Jones e Tan, 1987; Jones e Kuthubutheen, 1989; Tan e Leong, 1992; Whalley *et al.*, 1994), México (Hyde, 1992c), Brunei (Hyde, 1988a), Sumatra (Hyde, 1989), Belize (Kohlmeyer e Volkmann-Kohlmeyer, 1987).

Segundo Sarma e Hyde (2001) esses estudos de ocorrência são importantes para conhecer os fungos de uma determinada área e uma possível determinação do hospedeiro com a especificidade do substrato. Seguindo esta lógica de pensamento, Alguns autores investigaram os fungos presentes em espécies de plantas específicas nessas áreas costeiras, estuarinas ou manguezais, como *Nypa fruticans* Wurmb (Hyde, 1988, 1992a, b, 1993, 1994; Hyde e Nakagiri, 1989; Hyde *et al.*, 1999; Jones *et al.*, 1996), *Rhizophora apiculata* Blume (Hyde, 1990b, 1991), *R. mangle* L (Fell e Master, 1975), *R. mucronata* Lamk. (Poonyth *et al.*, 1999), *Kandelia candel* (L.) Druce (Hyde, 1992d), *Bruguiera cylindrica* (L.) Bl. (Leong *et al.*, 1991).

Poole e Price (1972) encontraram 17 fungos isolados em madeira submersa em trechos do estuário poluído por indústrias locais e de tratamentos de esgoto em Medway, Inglaterra, e em ambos os locais de coleta foram encontrados *Ceriosporopsis halima* Linder, que já foi descrita anteriormente em áreas marinhas e possui uma distribuição cosmopolita (Dayarathne *et al.*, 2020). Gessner e Kohlmeyer (1976) estudaram a micota associada a espécies de *Spartina* Schreb. em áreas de pântanos ao longo da costa leste do Norte e América do Sul, já Gessner (1977) escolheu os mesmos coletados no estuário da ilha de Rhode, Florida (USA).

Apesar dos esforços ao longo dos anos, a diversidade de fungos em regiões intermarés ainda é considerada uma incógnita (Li *et al.*, 2016). A filogenia tem sido utilizada para classificar fungos marinhos em algumas espécies registradas em áreas intermarés de manguezais, isoladas principalmente de galhos e folhas, os representantes mais comuns foram pertencentes a Pleosporales, distribuídos por 12 famílias aceitas (Zhang *et al.*, 2018). Dentre os 625 fungos listados em manguezais, apenas 278 são ascomicetos sexuais (Schmit e Shearer, 2003).

2.3. Estudos de ascomicetos em áreas de intermarés no Brasil

No Brasil tem cerca de 90 espécies de ascomicetos sexuais registrados em ambiente marinho e de água doce, sendo um dos grupos menos estudados no país (Kohlmeyer 1969, 1976, 1984; Kohlmeyer and Kohlmeyer 1971; Hughes 1974; Booth 1983; Barbosa *et al.*, 2008, 2013a, 2013b; Zelski *et al.*, 2011; Cortez *et al.*, 2016; Canto *et al.*, 2020).

Kohlmeyer (1969) registrou os estágios sexual e assexual de *Okeanomyces cucullatus* (Kohlm.). Kohlmeyer e Kohlmeyer (1971) escolheram habitats tropicais e subtropicais, incluindo o Brasil, e documentaram dois registros de fungos marinhos em áreas de mangue associados à raiz de *R. mangle* da Baía de São Vicente, São Paulo.

Kohlmeyer (1976) registrou *Corollopora maritima* Werdermann em espuma do mar da praia de Copacabana/RJ. Booth (1983) analisou substratos lenhosos e folícolas provenientes de mangues paulistas e pernambucanos e encontrou 19 ascomicetos sexuais, alguns que já haviam sido registrados por Booth (1979). Kohlmeyer (1984) coletou em regiões tropicais e subtropicais, para o Brasil registrou *Halosarpheia ratnagiriensis* S.D. Patil & Borse em material submerso de mangue da Baía de São Vicente/SP.

Barbosa *et al.*, (2008) foram pioneiros nos estudos de fungos aquáticos de água doce no Brasil, publicando a espécie *Annulatascus apiculatus* F.R. Barbosa & Gusmão, isolada de madeira submersa da Serra de Jiboia (BA), região semiárida brasileira. Zelski *et al.*, (2011) propuseram *Longicollum biappendiculatum* Zelski, F.R. Barbosa, Raja, A.N. Mill. & Shearer, ascomiceto de água doce proveniente de regiões Neotropicais (Brasil, Costa Rica, Peru e USA). Barbosa *et al.*, (2013) publicaram duas novas espécies de ascomicetos assexuais e nove registros para o Brasil. Cortez *et al.*, (2016) compararam a micodiversidade em estações chuvosa e seca em um lago de água preta no Amazonas. Canto *et al.*, (2020) realizaram um estudo com substratos submersos em dois lagos Paraenses, identificando 22 ascomicetos sexuais.

Algumas pesquisas têm sido realizadas como o intuito de compreender o potencial enzimático de fungos provenientes de habitats marinhos brasileiros (Bonugli-Santos *et al.*, 2010; Scopel *et al.*, 2013; Birololi *et al.*, 2016), apesar da importância ecológica desses fungos, mesmo o Brasil apresentando uma vasta área de zona costeira os estudos ainda são escassos e limitados, quando comparado com outras áreas.

2.4. Zona Costeira da Amazônia Brasileira

Segundo Szlafsztein (2009), a maioria dos países tem a Zona Costeira delimitada por lei. O Brasil instituiu a Lei 7.661/88 no Plano Nacional de Gerenciamento Costeiro (PNGC) visando orientar o uso dos seus recursos e a preservação do seu patrimônio, além de ser considerada como Patrimônio Nacional segundo o art. nº 225 da Constituição Federal. Foram estabelecidos no decreto

federal 5.300/04 os limites, regras de uso e ocupação da zona costeira, competências para gestão da orla marítima, entre outras providências.

O PNGC estimula os estados e municípios a desenvolver seus programas na gestão costeira, e o Estado do Pará estabeleceu a Lei Estadual nº 5887/95 a respeito das Políticas Ambientais, planos e programas para o gerenciamento da zona costeira. A Lei nº 6211/99 determina que a Secretaria Executiva de Ciência, Tecnologia e Meio Ambiente é o órgão encarregado das atividades do zoneamento econômico-ecológico e projetos de pesquisa na área de gerenciamento costeiro. Ainda assim, o Estado não tem mostrado o progresso satisfatório na implementação do programa de gestão costeira (Szlafsztein, 2009).

O litoral amazônico brasileiro apresenta características peculiares como a elevada precipitação anual, altas temperaturas, ampla plataforma continental e descarga de dezenas de estuários (Pereira *et al.*, 2009). Além de abrigar uma rica biodiversidade e variedade de ambientes naturais, como estuários, praias fluviais, ainda possui um interesse econômico forte nas praias que são o principal foco do turismo costeiro (Pessoa *et al.*, 2019). No entanto, caso não haja um planejamento adequado no uso das terras, esse turismo pode causar impactos negativos nesses ambientes recreativos, como vem acontecendo nas praias estuarinas (Souza *et al.*, 2016).

Nesses ambientes de praias estuarinas, observa-se diferentes tipos de granulometria, composição da vegetação, disponibilidade do terreno e ainda a presença dos agentes modeladores: vento, ondas e correntes, e todas essas características irão definir qual o tipo da praia (Valente, 2019). O potencial turístico em algumas praias estuarinas e oceânicas da costa amazônica pode ser restrito, por questões naturais como intensa estação chuvosa ou geográficas, por serem distantes dos centros urbanos locais, e isso acaba limitando o acesso a essas praias (Pessoa *et al.*, 2013).

No Brasil a zona costeira é uma área onde ocorre a interação do vento, mar, terra e recursos naturais e com base nas características geográficas a costa amazônica inclui os Estados do Amapá, Pará e Maranhão (Figura 1) (Szlafsztein, 2012).

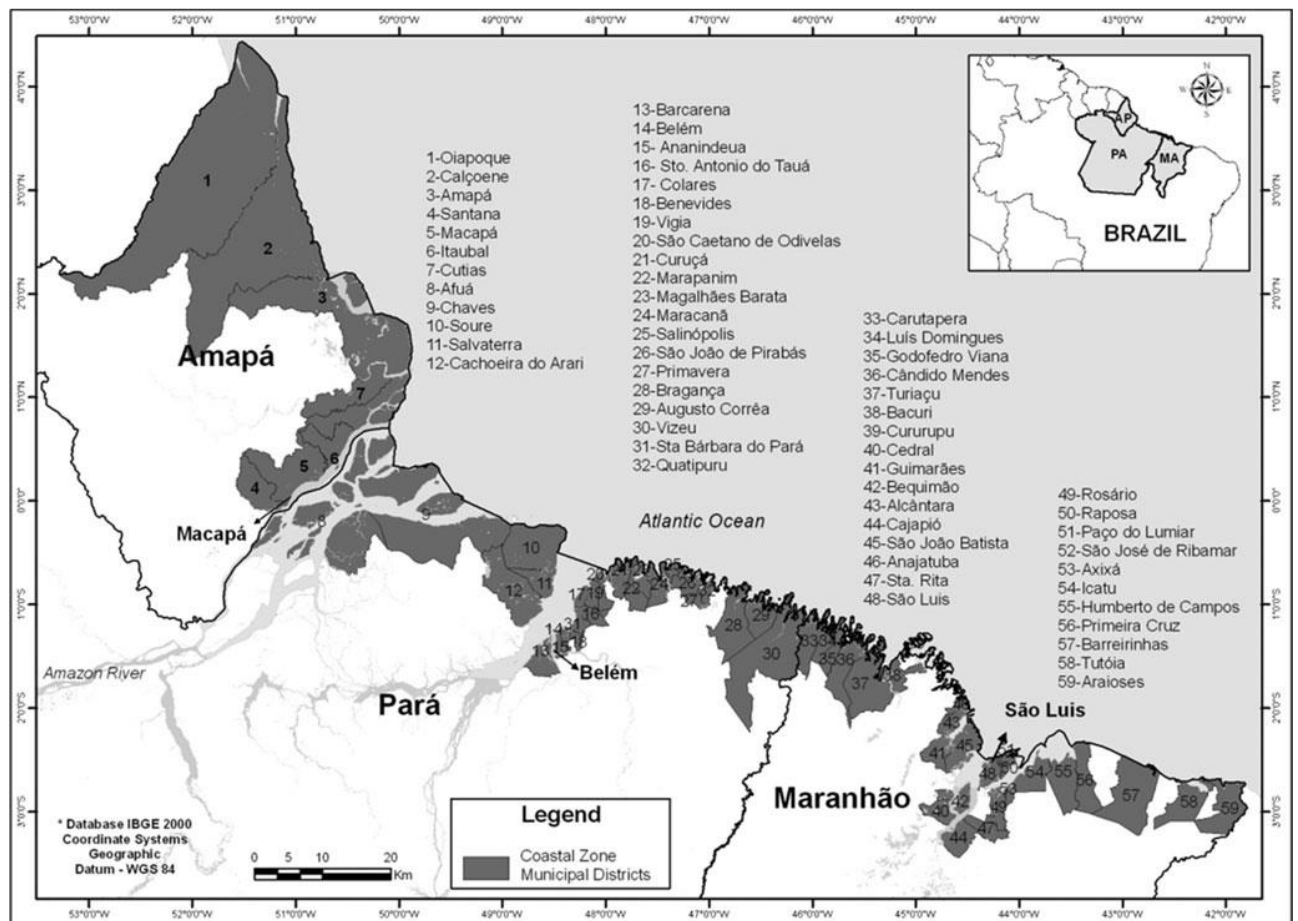


Figura 1 – Área de delimitação da zona costeira amazônica brasileira, indicando os Estados do Amapá, Pará e Amazonas e seus distritos municipais definidos. Fonte: Szlafsztein (2012).

2.4.1 Zona Costeira Paraense

Segundo IBGE (2019), o Brasil possui uma área de 8.510 km² de extensão costeira, a Região Norte 3.851 km² e o Estado do Pará 1.245 km², entre a foz do Rio Amazonas e Gurupi (Alves *et al.*, 2005). Formada por 40 municípios que foram delimitados em lei (Decreto federal 5.300/04).

Devido a extensão e diferenciação fisiográficas, a Zona Costeira Paraense (ZCP) foi dividida em três setores: (1) Setor Costa Atlântica do Salgado Paraense (Baía de Marajó/Rio Gurupi); (2) Setor Insular Estuarino (Ilha de Marajó/Rio Amazonas); e (3) Setor Continental Estuarino (Rio Pará/Baía de Marajó) (MMA, 1996) (Figura 2).

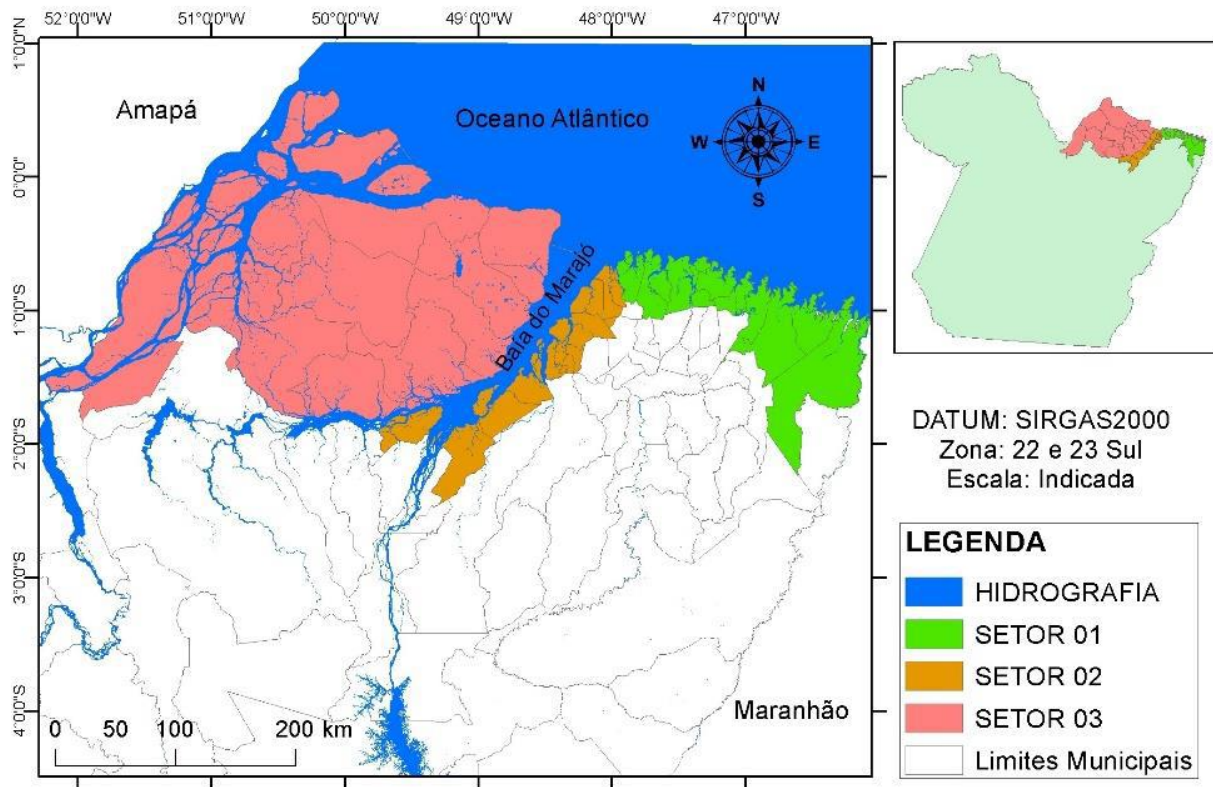


Figura 2 – Mapa da divisão da ZCP: setor 1 (Costa Atlântica do Salgado Paraense), setor 2 (Continental Estuarino) e setor 3 (Insular Estuarino). Fonte: Progênio *et al.*, (2017)

No Setor Continental Estuarino, as praias sofrem influências da Baía do Guajará e das falésias dos sedimentos do Grupo Barreiras (MMA, 1996). Neste setor, as várzeas são alcançadas pela influência marinha (Alves *et al.*, 2005) e também está localizado a Ilha do Mosqueiro.

Os estuários possuem características como mistura da água doce adicionada a entrada de água salgada, associada ao transporte de nutrientes e sedimentos em suspensão que são processos de grande importância em regiões estuarinas. As praias estuarinas são de formato retilíneo a convexo, estreitas ou com formação de enseadas e diminuição da largura em direção aos pontões rochosos (El-Robrini *et al.*, 2006).

O litoral norte sofre influência das ondas formadas a partir dos ventos alísios, que apresentam alturas entre 1–1,5 m em mar aberto. Na Ilha do Mosqueiro, em condições de baixamar, a presença de pequenas ondulações é em torno de até 0,3 m de altura e sob influência da maré com frequência semidiurna (El-Robrini *et al.*, 2006).

relação à ausência de uma cartografia de riscos de desastres relacionados com fenômenos naturais, faltando informações mais precisas das áreas. Na Ilha do Mosqueiro, estudo realizado por El-Robrini (2001) indica que os processos naturais de erosão e ampliação das praias estuarinas ocorrem de forma periódica, resultante da ação da maré.

A Ilha de Mosqueiro apresenta uma vegetação predominante do tipo Floresta Ombrófila Densa e Florestas Abertas Aluviais (IBGE, 2012). Lima *et al.*, (2017) analisando imagens de satélite do período de 1984 a 2014, observaram uma redução contínua na vegetação densa, onde cerca de 67,8% da área total da Ilha de Mosqueiro foi reduzida a 19,3%, e o aumento da área urbana de 2,3% a 4,2%.

A Ilha de Mosqueiro, parte integrante do Estuário do Rio Pará, que é caracterizado por não possuir nascente própria e vários rios e baías (Silva *et al.*, 2018). Gregório *et al.*, (2009) esclarecem que por causa da enorme descarga de água doce no Rio Pará, considerado um rio amplo, pode ocorrer uma redução expressiva na salinidade do estuário. Miranda *et al.*, (2015) analisaram águas superficiais no sudoeste de Ilha do Mosqueiro de acordo com a resolução do CONAMA nº 357/2005, mostrando que os Índices de Qualidade da Água (IQA) foram considerados bons, o Estado Trófico (IET) considerado oligotrófico no período menos chuvoso e eutrófico no período chuvoso e os padrões abióticos, como a salinidade, foram maiores durante o período menos chuvoso e na baixa maré, o que mostrou a influência do fator pluviosidade nos resultados relacionando com a dinâmica da maré.

3. METODOLOGIA

Áreas de estudo

A Ilha do Mosqueiro apresenta uma área aproximada de 220 km² e está situada na região Metropolitana de Belém, Estado do Pará (Figura 4), com atividades econômicas desenvolvidas devido a fatores geográficos e socioeconômicos, como a expansão de atividades em setores da agropecuária, comércio, imobiliária e turística (Venturieri *et al.*, 1998). As áreas de coleta foram delimitadas nas praias fluviais da Ilha do Mosqueiro.

Coletas

Foram realizadas sete coletas no período entre março de 2018 a agosto de 2021 em seis praias da Ilha do Mosqueiro: Farol, Murubira, São Francisco, Marahú, Paraíso e Baía do Sol (Figura 4 e 5) e dados de posicionamento geográfico foram verificados com Sistema de Posicionamento Global (Tabela 1).

Tabela 1 – Coordenadas geográficas dos seis pontos de coleta na Ilha do Mosqueiro.

Praias	Coordenadas
Baía do Sol	1°03'45.4"S 48°20'14.1"W
Farol	1°08'00.5"S 48°27'42.5"W
Marahú	1°04'24.4"S 48°24'00.4"W
Murubira	1°07'15.7"S 48°26'33.8"W
Paraíso	1°04'02.5"S 48°23'14.5"W
São Francisco	1°06.'24.3"S 48°25'31.0"W

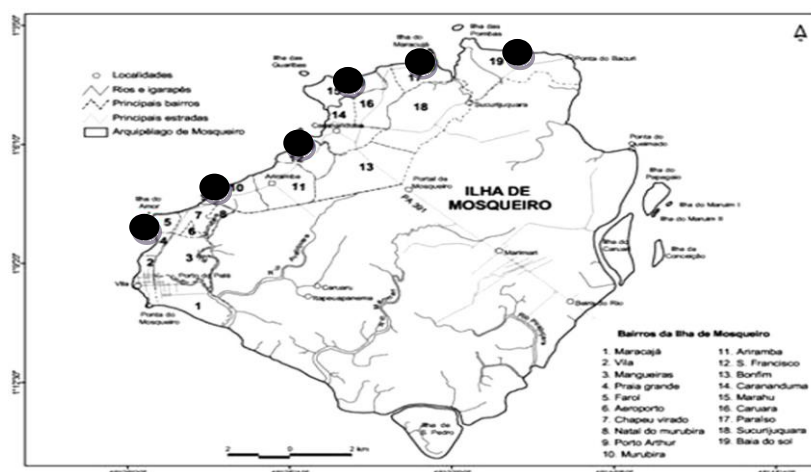


Figura 4 – Localização da Ilha do Mosqueiro, Belém (PA), com os pontos de coleta sinalizados. Fonte: Adaptado do Plano Diretor de Belém (2006).

Em cada praia foram coletados galhos trazidos e deixados pela maré na praia, em um total de 40 galhos, por praia, totalizando 240 galhos por coleta. Os galhos coletados estavam em

avanzado estágio de decomposição, em condição “soft”. Esta condição significa que o mesmo deve ser quebrado facilmente, sem nenhuma resistência, o que teoricamente garante a presença deste material durante muito tempo no ambiente aquático e consequentemente apenas a comunidade de fungos aquáticos estaria atuando em sua decomposição. As amostras foram lavadas no rio, no momento da coleta, para a retirada do excesso de areia, em seguida armazenadas em sacos plástico *zip lock* contendo papel filtro umedecido e transportadas em isopor por via aérea para o Laboratório de Micologia (LAMIC) da Universidade Estadual de Feira de Santana (UEFS). As amostras foram processadas de acordo com Castañeda-Ruiz *et al.*, (2016) e examinadas regularmente por 6–12 meses em um estereomicroscópio Leica EC3 para observação e isolamento das estruturas reprodutivas dos ascomicetos.

Estudo taxonômico

A secção anatômica foi realizada manualmente e as montagens de lâminas foram preparadas em água destilada, azul de algodão e com reagente de Melzer. As lâminas foram examinadas num microscópio Olympus BX51 com ótica de interferência Nomarski e foram tiradas fotomicrografias. Os substratos vegetais com os espécimes coletados foram depositados no Herbário da Universidade Estadual de Feira de Santana (HUEFS), Brasil.



Figura 5 – Áreas de estudo na Ilha do Mosqueiro. Fonte: Carmo, L.T. (2017).

4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1 Materiais analisados

Após análise do material foram identificados 19 táxons distribuídos por 16 gêneros, sendo três espécies novas: *Jahnula paraensis* C.R. Silva & Gusmão já publicada, *Aquastroma aquaticus* C.R. Silva & Gusmão em processo de publicação e outra espécie pertencente à família Annulatascaceae, ainda em análise (Tabela 2). Também foram relatados cinco novos registros, sendo quatro para América do Sul (*Boerlagiomyces websteri* Shearer & J.L. Crane, *Corollospora pseudopulchella* Nakagiri & Tokura, *Falciformispora lignatilis* K.D. Hyde) e um para o Brasil [*Annulusmagnus triseptatus* S.W. Wong, K.D. Hyde & E.B.G. Jones) J. Campb. & Shearer] (Apêndice A).

A espécie *Aniptodera chesapeakeensis* (Shearer & M.A. Mill) foi o registro que obteve maior representatividade nas coletas, comparando com ocorrência nas praias, só não foi registrada em Murubira. A espécie em questão foi relatada pela primeira vez em estuários amazônico, sua distribuição é considerada cosmopolita, amplamente distribuída em águas tropicais e temperadas, com ocorrência em habitats marinhos, salobros e de água doce (Shearer & Raja, 2010; Jones *et al.*, 2019), já foi registrada no Brasil por Barbosa *et al.*, (2013). *Boerlagiomyces websteri* também apresentou uma boa representatividade nas praias, só não foi registrada em Paraíso, consistindo em um novo registro para América do Sul.

A espécie *Falciformispora aquatica* D.F. Bao, K.D. Hyde & H.Y. Su teve seu primeiro relato para as Américas, seu único registro foi em ambiente de água doce na Tailândia (Hyde *et al.*, 2019).

Os dados que não foram organizados como resultados da tese em artigos serão incluídos em futuras publicações.

Tabela 2 – Gêneros e espécies identificadas

Classe	Família	
Dothideomycetes	Tubeufiaceae	<i>Boerlagiomyces websteri</i> Shearer & J.L. Crane
	Trematosphaeriaceae	<i>Falciformispora aquatica</i> D.F. Bao, K.D. Hyde & H.Y. Su <i>Falciformispora lignatilis</i> K.D. Hyde
	Aliquandostipitaceae	<i>Jahnula paraensis</i> C.R. Silva & Gusmão
	Lophiostomataceae	<i>Lophiostoma</i> sp.
	Parabambusicolaceae	<i>Aquastroma aquaticus</i> C.R. Silva & Gusmão
Sordariomycetes	Halosphaeriaceae	<i>Aniptodera</i> sp. <i>Aniptodera chesapeakeensis</i> Shearer & M.A. Mill. <i>Aniptosporopsis</i> sp. <i>Corollospora pseudopulchella</i> Nakagiri & Tokura
		<i>Annulusmagnus triseptatus</i> (S.W. Wong, K.D. Hyde & E.B.G. Jones) J. Campb. & Shearer
	Annulatascaceae	
		<i>Aquaticola</i> sp.

	<i>Ascotaiwania</i> sp.
	Sp. nov.
<u>Atractosporaceae</u>	<i>Atractospora</i> sp.
<u>Chaetomiaceae</u>	<i>Chaetomium globosum</i> Kunze
<u>Ophioceraceae</u>	<i>Ophioceras</i> sp.
<u>Savoryellaceae</u>	<i>Savoryella lignicola</i> E.B.G. Jones & R.A. Eaton
<u>Xylariaceae</u>	<i>Anthostomella</i> sp.

Fonte: Autora (2023)

4.2. Síntese dos artigos publicados

O primeiro resultado da tese foi o artigo “New species of *Jahnula* (Jahnulales, Dothideomycetes) and new records of aquatic ascomycetes from estuarine beaches of the Brazilian Amazon” publicado na New Zealand Journal of Botany em 2023 (Apêndice A). *Jahnula paraensis* C.R. Silva & Gusmão difere das demais espécies do gênero por sua morfologia, com ascósporos castanhos escuros e bandas espessas e escuras no septo quando maduros, capa hialina em ambas as extremidades e ausência de bainha mucilaginosa. Não foi possível a obtenção de dados moleculares para a nova espécie para realização de um estudo filogenético. No mesmo artigo foram incluídos novos relatos de *Boerlagiomyces websteri*, *Corollospora pseudopulchella*, *Falciformispora lignatilis* e *Savoryella lignicola* para a América do Sul e *Annulusmagnus triseptatus* para o Brasil.

O segundo artigo intitulado por “Nova espécie de *Aquastroma* (Pleosporales, Dothideomycetes) de ascomycetos aquáticos das praias estuarinas da Amazônia Brasileira” foi submetido a revista Acta Biologica Brasiliensia. O gênero *Aquastroma* é monotípico sendo *A. magniostiolatum* sua espécie tipo (Tanaka *et al.*, 2015). A espécie encontrada difere de *A. magniostiolatum*, principalmente, nas dimensões do asco, sendo muito maior que os registros já citados por Tanaka *et al.*, (2015), Dong *et al.*, (2020) e Chethana *et al.*, (2021).

5. CONSIDERAÇÕES FINAIS

A tese apresentada alcançou seu objetivo proposto de realizar um estudo taxonômico das espécies de ascomycetos aquáticos associados a substratos lignícolas recolhidos na deixa da maré em praias fluviais da Ilha do Mosqueiro, Belém, Pará.

A área estuarina escolhida para estudo apresentou uma diversidade de espécies de ascomycetos sexuais incluindo a ocorrência de duas espécies novas e novos relatos de *Boerlagiomyces websteri*, *Corollospora pseudopulchella*, *Falciformispora lignatilis*, *Savoryella lignicola* para a América do Sul e *Annulusmagnus triseptatus* para o Brasil.

Os dados fornecidos por este estudo contribuem para aumentar a compreensão dos ascomycetos aquáticos na região tropical, visto que os estudos são escassos, em especial no Brasil.

REFERÊNCIAS

- Abdel-Wahab, M. A., El-Sharouny, H. M., Jones, E. B. G. 2001. Two new intertidal lignicolous *Swampomyces* species from Red Sea mangroves in Egypt. *Fungal Diversity* 8: 35-40.
- Aleem, A. A. 1980. Distribution and ecology of marine fungi in Sierra Leone (Tropical West Africa). *Botanica Marina* 23(11): 679-688.
- Alias, S. A., Jones, E. G., Torres, J. 1999. Intertidal fungi from the Philippines, with a description of *Acrocordiopsis sphaerica* sp. nov. (Ascomycota). *Fungal Diversity* 2: 35-41.
- Alves, M. A. M. S., El-Robrini, M., Souza-Filho, P. W. M., Farias, D. R., França, C. F. 2005. Morfodinâmica das praias de meso-macromarés da zona costeira do estado do Pará. In CONGRESSO DA ABEQUA.
- Bánki, O., Roskov, Y., Döring, M., Ower, G., Vandepitte, L., Hobern, D., Remsen, D., Schalk, P., DeWalt, R. E., Keping, M., Miller, J., Orrell, T., Aalbu, R., Abbott, J., Adlard, R., Adriaenssens, E. M., Aedo, C., Aescht, E., Akkari, N., et al., (2023). *Catalogue of Life Checklist* (Version 2023-01-12). Catalogue of Life. <https://doi.org/10.48580/dfqz>
- 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., Gusmão, L. F., Raja, H. A., Shearer, C. A. 2013. New species and new records of freshwater ascomycetes from Brazil and Costa Rica. *Mycologia* 105(2): 335-343.
- Belém. Lei Municipal nº 8655 de 30 de julho de 2008. Dispões sobre o Plano Diretor do Município de Belém, e dá outras providências. Belém, PA.
- Birilli, W. G., Alvarenga, N., Selegim, M. H., Porto, A. L. 2016. Biodegradation of the pyrethroid pesticide esfenvalerate by marine-derived fungi. *Marine Biotechnology* 18(4): 511-520.
- Blanchette, C. A., Denny, M. W., Engle, J. M., Helmuth, B., Miller, L. P., Nielsen, K. J., Smith, J. 2016. Intertidal ecosystems. *Ecosystems of California*. University of California Press, Oakland, 337-357.
- Bonugli-Santos, R. C., Durrant, L. R., Da Silva, M., Sette, L. D. 2010. Production of laccase, manganese peroxidase and lignin peroxidase by Brazilian marine-derived fungi. *Enzyme and Microbial Technology* 46(1): 32-37.
- Booth, T. 1979. Strategies for study of fungi in marine and marine influenced ecosystems. *Rev. Microbiol*, 10: 123-138
- Booth, T. 1983. Lignicolous marine fungi from Sao Paulo, Brazil. *Canadian Journal of Botany* 61(2): 488-506.
- Borse, B.D., Hyde, K.D. 1989. Marine fungi from India. III. *Acrocordiopsis patilii* gen. et sp. novo from mangrove wood. *Mycotaxon* 34: 535-540.
- Borse, B. D. 1988. Frequency of occurrence of marine fungi from Maharashtra Coast, India. *Indian J. Mar. Sei* 17: 165-167.
- Borut, S. Y., Johnson Jr, T. W. 1962. Some biological observations on fungi in estuarine sediments. *Mycologia* 54(2): 181-193.
- Braga, F. D. P. S., Martins, P. W., da Silva Alves, M. A. M., Pereira, L. C. C. 2007. Morfologia e sedimentologia da praia de macromaré de Ajuruteua, Amazônia, Norte do Brasil. *Boletim Paranaense de Geociências* 60:11-30.
- Campos, W. V. S., Ramos, L. H. F., Farias, D.F., Cavalcante, J., C. Rosário, K. K. L., De Oliveira, W. L. 2016. Influência Da Urbanização Na Erosão Da Área Costeira Na Praia Do Murubira, Ilha De Mosqueiro–Pa. *Blucher Engineering Proceeding* 3(2): 123-132.
- Canto, E. S. M., Cortez, A. C. A., Monteiro, J. S., Barbosa, F. R., Zelski, S., Souza, J. V. B. D. 2020. Composition and Diversity of Fungal Decomposers of Submerged Wood in Two Lakes in the Brazilian Amazon State of Para. *International Journal of Microbiology*.

- Cavalcante, D. V., Bentes, B. S., Martinelli-Lemos, J. M. 2016. Abundance and spatial-temporal distribution of *Macrobrachium surinamicum* Holthuis, 1948 (Palaemonidae) in the Amazon estuary, north of Brazil. *Brazilian Journal of Biology* 77(3): 594-601.
- Chinnaraj, S. 1993. Higher marine fungi from mangroves of Andaman and Nicobar Islands. *Sydowia* 45(1): 109-115.
- Cortez, A. C. A., Sanches, M. A., Zelski, S. E., Souza, J. V. B. D. 2016. A comparison of the freshwater fungal community during the non-rainy and rainy seasons in a small black water lake in Amazonas, Brasil. *Journal of Food, Agriculture and Environment* 14:156-161.
- Cribb, A. B., Cribb, J. W. 1955. Marine fungi from Queensland - 1. *Papers, University of Queensland, Department of Botany* 3: 78-81.
- Cribb, A. B., Cribb, J. W. 1956. Marine fungi from Queensland - 11. *Papers, University of Queensland, Department of Botany* 3: 97-105.
- Dayarathne, M. C., Jones, E. B. G., Maharachchikumbura, S. S. N., Devadatha, B., Sarma, V. V., Khongphinitbunjong, K., ... & Hyde, K. D. 2020. Morpho-molecular characterization of microfungi associated with marine based habitats. *Mycosphere* 11(1): 1-188.
- El-Robrini, M., Silva, M., Silva Junior, P., El-Robrini, M., Silva Junior, O., França, C. 2006. Erosão e progradação do litoral brasileiro: Pará. *Ministério do Meio Ambiente*.
- El-Robrini, M.H.S., 2001. Variabilidade morfológica e sedimentar de praias estuarinas da Ilha do Mosqueiro. *Dissertação de Mestrado*. Belém: Universidade Federal do Pará. Centro de Geociências. 85p.
- Fell, J. W. A. M. Master, 1975. Phycomycetes (*Phytophthora* spp. nov. and *Pythium* sp. nov.) associated with degrading mangrove (*Rhizophora mangle*) leaves. *Can. J. Bot.* 53:2908-2922.
- Gessner, R. V. 1977. Seasonal occurrence and distribution of fungi associated with *Spartina alterniflora* from a Rhode Island estuary. *Mycologia* 69(3): 477-491.
- Gessner, R. V., Kohlmeyer, J. 1976. Geographical distribution and taxonomy of fungi from salt marsh *Spartina*. *Canadian Journal of Botany* 54(17): 2023-2037.
- Gold, H. S. 1959. Distribution of some lignicolous Ascomycetes and Fungi Imperfecti in an estuary. *Journal of the Elisha Mitchell Scientific Society* 75(1): 25-28.
- Gonsalves, V., Nayak, S., Nazareth, S. 2012. Halophilic fungi in a polyhaline estuarine habitat. *Journal of Yeast and Fungal Research* 3(3): 30-36.
- Gregório, A. M. S., Mendes, A. C. 2009. Characterization of sedimentary deposits at the confluence of two tributaries of the Pará River estuary (Guajará Bay, Amazon). *Continental Shelf Research* 29(3): 609-618.
- Hawksworth, D. L. 1991. The fungal dimension of biodiversity: magnitude, significance, and conservation. *Mycological research*, 95(6), 641-655.
- Hawksworth, D. L. 2001. The magnitude of fungal diversity: The 1.5 million species estimate revisited. *Mycological Research* 105:1422 – 1432.
- Hawksworth, D.L., Lücking, R. 2017. Fungal diversity revisited: 2.2 to 3.8 million species. *Microbiol Spectrum* 5(4): FUNK-0052- 2016. doi:10.1128/microbiolspec.FUNK-0052-2016.
- Hyde, K. D. 1988. The genus *Linocarpon* from the mangrove palm *Nypa fruticans*. *Trans. Mycol. Soc. Japan* 29: 339-350.
- Hyde, K. D. 1988a. Studies on the tropical marine fungi of Brunei. *Bot. J. Linn. Soc.* 98: 135-151.
- Hyde, K. D. 1989. Intertidal mangrove fungi from north Sumatra. *Canadian Journal of Botany* 67(10): 3078-3082.
- Hyde, K. D. 1990a. Intertidal fungi from warm temperate mangroves of Australia, including *Tunicatispora australiensis*, gen. et. sp. nov. *Australian Systematic Botany* 3(4): 711-718.
- Hyde, K. D. 1990b. A study of the vertical zonation of intertidal fungi on *Rhizophora apiculata* at Kampong Kapok mangrove, Brunei. *Aquatic botany* 36(3): 255-262.
- Hyde, K. D. 1991. Fungal colonization of *Rhizophora apiculata* and *Xylocarpus granatum* poles in Kampong Kapok mangrove, Brunei. *Sydowia* 43: 31-38.
- Hyde, K. D. 1992a. Fungi from decaying intertidal fronds of *Nypa fruticans*, including three new genera and four new species. *Bot. J. Linn. Soc.* 110: 95-110.

- Hyde, K. D. 1992b. Fungi from *Nypa fruticans*. *Nipicola carbospora* gen. et sp. nov. (Ascomycotina). *Crypt. Bot*, 2: 330-332.
- Hyde, K. D. 1992c. Intertidal mangrove fungi from the West Coast of Mexico including one new genus and two new species. *Mycological Research* 96: 25-30.
- Hyde, K. D. 1992d. Intertidal fungi from *Kandelia candel* including *Phomatospora kandelii* sp. novo. *Transactions of the Mycological Society of Japan* 33: 313-316.
- Hyde, K. D. 1994. Fungi from palms. XII. Three new intertidal ascomycetes from submerged palm fronds. *Sydowia* 46(2): 257-264.
- Hyde, K. D., Chalermongse, A., Boonthavikoon, T. 1990. Ecology of intertidal fungi at Ranong mangrove, Thailand. *Transactions of the Mycological Society of Japan* 31: 17-27.
- Hyde, K. D., Farrant, C. A. E., Jones, B. G. 1986. Marine fungi from Seychelles III. *Aniptodera mangrovii* sp. nov. from mangrove wood. *Can. J. Bot.* 64: 2989-2992.
- Hyde, K. D., Goh, T. K., Lu, B. S., Alias, S. A. 1999. Eleven new intertidal fungi from *Nypa fruticans*. *Mycological Research* 103(11): 1409-1422.
- Hyde, K. D., Jones, E. B. G. 1987. Marine fungi from the Seychelles. VII. *Bathyascus grandisporus* sp. nov. from mangrove wood. *Botanica Marina* 30(5): 413-416.
- Hyde, K. D., Jones, E. B. G. 1988. Marine mangrove fungi. *Mar. Ecol* 9:15-33.
- Hyde, K. D., Nakagiri, A. 1989. A new species of *Oxydothis* from the mangrove palm *Nypa fruticans*. *Trans. Mycol. Soc. Japan* 30: 69-75.
- Hyde, K. D., Vrijmoed, L. L. P., Chinnaraj, S., Jones, E. B. G. 1992. *Massarina armatispora* sp. nov., a new intertidal ascomycete from mangroves. *Botanica Marina* 35(4): 325-328.
- Hyde, K. D., Wong, W. S. W., Aptroot, A. 2002 Marine and estuarine species of *Lophiostoma* and *Massarina*. In: Hyde KD (Ed.) Fungi in Marine Environments. *Fungal Diversity Research Series* 7: 93-109.
- Hyde, K. D., Jones, E. B. G., Liu, J. K., Ariyawansa, H. *et al.*, 2013 – Families of Dothideomycetes. *Fungal Diversity* 63, 1-313.
- Hyde, K. D., Tennakoon, D. S., Jeewon, R., Bhat, D. J., Maharachchikumbura, S. S., Rossi, W., ... & Doilom, M. 2019. Fungal diversity notes 1036-1150: taxonomic and phylogenetic contributions on genera and species of fungal taxa. *Fungal Diversity*, 96, 1-242.
- INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA (IBGE). 2012. Manual técnico da vegetação brasileira. Rio de Janeiro: IBGE.
- IBGE. 2019. Biomas e Sistema Costeiro-Marinheiro do Brasil. Disponível em: < <https://www.ibge.gov.br/apps/biomas/> >. Acesso em: 7 maio 2020.
- Jones, E. B. G, *et al.*, 2021. Marine Fungi. Access: 04/07/2021. <https://www.marinefungi.org>.
- Jones, E. B. G. A. J. Kuthubutheen 1989. Malaysian mangrove Fungi. *Sydowia* 41: 160-189.
- Jones, E. B. G., Hyde, K. D., Alias, S. A., Moss, S. T. 1996. *Tirisporella* gen. novo an ascomycete from the mangrove palm *Nypa fruticans*. *Canadian journal of Botany* 74: 1487-1495.
- Jones, E. B. G., Pang, K. L., Abdel-Wahab, M. A., Scholz, B. *et al.*, 2019 – An online resource for marine fungi. *Fungal Diversity* 96: 347-433
- Jones, E.B.G., Tan, T.K., 1987. Observations on manglicolous fungi from Malaysia. *Trans. Br. Mycol. Soc.* 89: 390-392.
- Jones, E.B.G., Uyenco, F.R., Follosco, M.P. 1988. Fungi on driftwood collected in the intertidal zone from the Philippines. *Asian Marine Biology* 5: 103-106.
- Karamchand, K. S., Sridhar, K. R., Bhat, R. 2009. Diversity of fungi associated with estuarine sedge *Cyperus malaccensis* Lam. *Journal of Agricultural Technology* 5(1): 111-127.
- Kohlmeyer, J. 1984. Tropical marine fungi. *Marine Ecology* 5(4): 329-378.
- Kohlmeyer, J., Volkmann-Kohlmeyer, B. 1987. Marine fungi from Belize with description of two new genera of ascomycetes. *Bot. Mar.* 30:195-204.
- Kohlmeyer J. 1969. Marine fungi from Hawaii including a new genus *Helicascus*. *Can J Bot* 47:1469-1487.

- Kohlmeyer, J., Kohlmeyer, E. 1971. Marine fungi from tropical America and Africa. *Mycologia* 63(4): 831-861.
- Leong, W. F., T. K. Tan, E. B. G. Jones 1991. Fungal colonization of submerged *Bruguiera cylindrica* and *Rhizophora apiculata* wood. *Bot. Mar.* 34: 69-76.
- Li, W., Wang, M., Bian, X., Guo, J., Cai, L. 2016. A high-level fungal diversity in the intertidal sediment of Chinese seas presents the spatial variation of community composition. *Frontiers in microbiology* 7: 2098.
- Lima, L. C., Neto, A. B. B., Santos, C. R. C., Braga, A. N., Nunes, S. C. T. 2017. Longterm temporal analysis of vegetation cover and soil use on Ilha de Mosqueiro, Belém, Pará, Amazonian Brazil. *Revista Agro@mbiente On-line* 12(1): 80-88.
- Miranda, M. V. T., Santos, M. D. L. S., Pereira, J. A. R., Mesquita, K. F. C. 2016. Índices de qualidade da água da Ilha de Mosqueiro-PA. *Revista DAE*: 74-81.
- MMA. 1996. Perfil dos estados litorâneos do Brasil: subsídios à implantação do Programa Nacional de Gerenciamento Costeiro. Brasília, DF: PNMA/GERCO, 1996. 301p. (Série Gerenciamento Costeiro, v. 9)
- Nieves-Rivera, Á. M., Santos-Flores, C. J. 2005. Aquatic fungi from estuaries in Puerto Rico: Mouth of the Manatí River. *The Journal of Agriculture of the University of Puerto Rico* 89(1-2): 97-105.
- Pang, K. L., Overy, D. P., Jones, E. G., da Luz Calado, M., Burgaud, G., Walker, A. K., ... Bills, G. F. (2016). 'Marine fungi' and 'marine-derived fungi' in natural product chemistry research: toward a new consensual definition. *Fungal Biology Reviews* 30(4): 163-175.
- Patil, S. D., Borse, B. D. 1983. Marine fungi from Maharashtra (India) III. Some fungi from mangroves. *Indian Bot. Repr.* 2: 56-58.
- Pearman, J. K., Taylor, J. E., Kinghorn, J. R. 2010. Fungi in aquatic habitats near St Andrews in Scotland. *Mycosphere* 1: 11-21.
- Pegg, K. G., Gillespie, N. C., Forsberg, L. 1980. *Phytophthora* spp. associated with mangrove death in central coastal Queensland. *Australasian Plant Pathology* 9: 6-7.
- Pereira L. C. C., Dias, J. A., Carmo, J. A., Polette, M. 2009. A zona costeira amazônica brasileira. *Revista de Gestão Costeira Integrada-Journal of Integrated Coastal Zone Management*. 9(2):3-7.
- Pessoa, R. M. C., Jiménez J. A., Costa, R. M., Pereira, L.C.C. 2019. Federal conservation units in the Brazilian amazon coastal zone: an adequate approach to control recreational activities? *Ocean and coastal management* 178: 104856-1- 104856-10
- Pessoa, R.M.C., Pereira, L.C.C., Sousa, R.C., Magalhães, A., Da Costa, R.M., 2013. Recreational Carrying Capacity of an Amazon Macrotidal Beach During Vacation Periods. In: Conley, D.C., Masselink, G., Russell, P.E. and O'Hare, T.J. (eds.), *Proceedings 12th International Coastal Symposium* (Plymouth, England), *Journal of Coastal Research* 65:1027-1032.
- Pointing, S. B., Vrijmoed, L. L. P., Jones, E. B. G. 1998. A qualitative assessment of lignocellulose degrading enzyme activity in marine fungi. *Botanica Marina* 41(1-6): 293-298.
- Poole, N. J., Price, P. C. 1972. Fungi colonizing wood submerged in the Medway estuary. *Transactions of the British Mycological Society* 59(2): 333-335.
- Poonyth, A. D., Hyde, K. D., Peerally, A. 1999. Intertidal fungi in Mauritian mangroves. *Botanica marina* 42(3): 243-252.
- Progenio, M. F., Junior, R. N. D. S. B., Souza, M. J. R. 2017. A energia marémotriz e sua perspectiva de oportunidade no estado do Pará. *Revista Brasileira de Energias Renováveis* 6(2): 245-259.
- Raja, H. A., Shearer, C. A., Tsui, C. K-M. 2018. *Freshwater Fungi*. In: eLS. John Wiley Sons, Ltd: Chichester. DOI: 10.1002/9780470015902.a0027210
- Ravikumar, D. R., Vittal, B.P.R. 1996. Fungal diversity on decomposing biomass of mangrove plant *Rhizophora* in Pichavaram estuary, East coast of India. *Indian Journal of Marine Sciences* 25: 142- 144.

- Ravikumar, D. R., B. P. R. Vittal. 1987. Studies on mangrove fungi of India I. Note on some Ascomycetes. *Kavaka* 15:99-103.
- Sarma, V. V., Hyde, K. D. 2001. A review on frequently occurring fungi in mangroves. *Fungal Divers* 8: 1-34.
- Sarma, V. V., Hyde, K. D., Vittal, B. P. R. 2001. Frequency of occurrence of mangrove fungi from the east coast of India. *Hydrobiologia* 455: 41-53.
- Schmit, J. P., Shearer, C. A. 2003. A checklist of mangrove-associated fungi, their geographical distribution and known host plants. *Mycotaxon* 85: 423-477.
- Schoch, C. L., Sung, G. H., López-Giráldez, F., Townsend, J. P., Miadlikowska, J., Hofstetter, V., ... & Gueidan, C. 2009. The Ascomycota tree of life: a phylum-wide phylogeny clarifies the origin and evolution of fundamental reproductive and ecological traits. *Systematic biology* 58(2): 224-239.
- Scopel, M., dos Santos, O., Frasson, A. P., Abraham, W. R., Tasca, T., Henriques, A. T., Macedo, A. J. 2013. Anti-Trichomonas vaginalis activity of marine-associated fungi from the South Brazilian Coast. *Experimental parasitology* 133(2): 211-216.
- Shearer, C. A. 1972. Fungi of the Chesapeake Bay and its tributaries. III. The distribution of wood-inhabiting ascomycetes and fungi imperfecti of the Patuxent River. *American Journal of Botany* 59(9): 961-969.
- Shearer, C.A. 1993. The freshwater ascomycetes. *Nova Hedwigia* 56:1-3.
- Shearer, C. A., Descals, E., Kohlmeyer, B., Kohlmeyer, J., Marvanova, L., Padgett, D., Porter, D., Raja, H. A., Schmit, J. P., Thorton, H. A. 2007. Fungal biodiversity in aquatic habitats. *Biodivers Conserv* 16:49-67.
- Silva, S. B., Galvão, J. R., Pastana, J. C., Silva, D. R., Almeida, K. C., Souza, F. J. L., Nascimento, I. S. B. 2018. Influência das águas do estuário do Rio Pará na fertilidade do solo das ilhas de várzea em Belém, Pará. *Biotemas* 31(4): 15-21.
- Souza, R.C., Pereira, L.C.C., Jiménez, J.A. 2016. Estuarine beaches of the Amazon coast: environmental and recreational characterization. In: Vila-Concejo, A.; Bruce, E.; Kennedy, D.M., and McCarroll, R.J. (eds.), *Proceedings of the 14th International Coastal Symposium* (Sydney, Australia). *Journal of Coastal Research* 75: 705-709.
- Souza Filho, P.W.M., 2005. Costa de manguezais de macro maré da Amazônia: cena rios morfológicos, mapeamento e quantificação de áreas usando dados de sensores remotos. *Brazilian Journal of Geophysics* 23(4): 427-435.
- Steinke, T. D., Jones, E. G. 1993. Marine and mangrove fungi from the Indian Ocean coast of South Africa. *South African Journal of Botany* 59(4): 385-390.
- Szlafsztein, C. F. 2009. Indefinições e obstáculos no gerenciamento da zona costeira do Estado do Pará, Brasil. *Revista de Gestão Costeira Integrada-Journal of Integrated Coastal Zone Management* 9(2): 47-58.
- Szlafsztein, C. F. 2012. The Brazilian Amazon coastal zone management: implementation and development obstacles. *Journal of coastal conservation* 16(3): 335-343.
- Tan, T. K., Leong, W. F. 1992. Lignicolous fungi of tropical mangrove wood. *Mycological Research* 96(6): 413-414.
- Tavares, M. G. C., Gomes, K. S., Costa, M. A. F., Ribeiro, W. O. 2007. Turismo e desenvolvimento local em uma ilha fluvial na Região Metropolitana de Belém: o caso da ilha de Mosqueiro na Amazônia brasileira. *Revista Universitaria de Geografía* 16: 125-145.
- Tsui, C. K., 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
- Valente, H. M. 2019. Variabilidade Morfológica das Praias Estuarinas da Ilha do Mosqueiro (Belém-Pa). *Trabalho de Conclusão de Curso*. Universidade Federal Rural da Amazônia.
- Venturieri, A.; Watrin, O. S.; Rocha, A. M. Á.; Silva, B. N. R. 1998. Avaliação da dinâmica da paisagem da Ilha do Mosqueiro, Município de Belém, Pará. In: *IX Simpósio Brasileiro de Sensoriamento Remoto (SBSR)*, Santos. Anais. São José dos Campos: INPE: 247-256.

- Viana, I.G. 2017. Analysis of using and occupation process of Areião Beach Edge (Ilha Do Mosqueiro- Pará), under fulfillment of National Coastal Management Guidelines (Law 7.661/88) *Revista Geonorte* 8(30):63-77.
- Vijaykrishna, D., Jeewon, R., Hyde, K.D. 2006. Molecular taxonomy, origins and evolution of freshwater ascomycetes. *Fungal Diversity* 23: 351-390.
- Volkman-Kohlmeyer, B., Kohlmeyer, J. 1993. Biogeographic observations on Pacific marine fungi. *Mycologia* 85: 337-346.
- Vrijmoed, L. L. P., Hodgkiss, I. J., Thrower, L. B. 1982. Factors affecting the distribution of lignicolous marine fungi in Hong Kong. *Hydrobiologia*, 87(2): 143-160.
- Vrijmoed, L.L.P., Hyde, K.D., Jones, E.B.G. 1994. Observations on mangrove fungi from Macau and Hong Kong, with the description of two new ascomycetes: *Diaporthes alsuginosa* and *Aniptodera haispora*. *Mycol. Res.* 98: 699–704. doi: 10.1016/S0953-7562(09)80420-6 .
- Whalley, A.J.S., Jones, E.B.G., Mias, S.A. 1994. The Xylariaceae (ascomycetes) of mangroves in Malaysia and South East Asia. *Nova Hedwigia* 59: 207 -218
- Wright, L.D., Nielsen, P., Short, A.D., Green, M.O. 1982. Morphodynamics of a macrotidal beach. *Mar. Geol.* 50: 97-128.
- Zelski, S. E., Raja, H. A., Miller, A. N., Barbosa, F. R., Gusmão, L. F. P., Shearer, C. A. 2011. *Longicollum biappendiculatum* gen. et sp. nov., a new freshwater ascomycete from the Neotropics. *Mycosphere* 2(5): 539-545.
- Zhang, S. N., Hyde, K. D., Jones, E. G., Cheewangkoon, R., & Liu, J. K. J. 2018. *Acuminatispora palmarum* gen. et sp. nov. from mangrove habitats. *Mycological progress* 17(10): 1173-1188.

APÊNDICE A- NEW SPECIES OF *JAHNULA* (JAHNULALES, DOTHIDEOMYCETES) AND NEW RECORDS OF AQUATIC ASCOMYCETES FROM THE BRAZILIAN AMAZON ESTUARINE BEACHES

Publicado em 15 de janeiro de 2023: New Zealand Journal of Botany,
DOI:10.1080/0028825X.2022.2157289

Carolina Ribeiro Silva^a and Luis Fernando Pascholati Gusmão^b

^a Departamento de Micologia, Programa de Pós graduação em Biologia de Fungos, Universidade Federal de Pernambuco, Recife, Brazil; ORCID: 0000-0001-8922-9159; ^b Departamento de Biologia, Programa de Pós Graduação em Botânica, Universidade Estadual de Feira de Santana, Feira de Santana, Brazil
ORCID: 0000-0003-3288-3971

Janhula paraensis sp. nov., was found on decaying wood collected in the intertidal zone in fluvial beaches of Mosqueiro Island, Pará, Brazil. The taxon differs from the other species of the genus by the morphology of the dark brown ascospores, with thick and dark bands at septum, absence of mucilaginous sheath and a hyaline cap at both ends. *Boerlagiomyces websteri*, *Corollospora pseudopulchella*, *Falciformispora lignatilis* and *Savoryella lignicola* are newly recorded for South America and *Annulusmagnus triseptatus* for Brazil. Morphological descriptions and illustrations are presented for all species.

Keywords: fungal diversity, estuaries, wood, taxonomy, tropical ascomycetes.

Introduction

Estuaries are coastal regions where rivers flow into the sea. These areas are influenced by tides and salinity gradients and encompass several landforms, such as coastal bays, lagoon inlets, and marshes (Pritchard 1952; Lessa et al., 2018). Estuaries are considered a promising ecosystem type for fungal growth based on suitable temperatures and presence of diverse lignicolous substrates washed away by the tide (Raghukumar 2017).

The coastal zone of the Brazilian Amazon is characterised by high annual precipitation and temperature regimes, discharge from dozens of estuaries, and high levels of nutrients and organic matter (Pereira et al., 2009). The Paraense Coastal Zone is delimited into three sectors according to physiographic characteristics, the Atlantic Coastal Salgado Paraense, Insular Estuarine, and

Continental Estuarine sectors (MMA 1996). The latter sector is highly influenced by the Guajará Bay tides and the Pará river. Mosqueiro Island is in the Continental Estuarine sector, in northeast Pará State. The predominant vegetation types along river banks are dense ombrophilous forest and open alluvial forest and the region has many estuarine sandy beaches subjected to meso-marine processes (Lima et al., 2018).

Aquatic fungi live on submerged or partially submerged substrates and possess morphological characteristics that help their dispersion in this environment (Shearer 1993; Vijaykrishna et al., 2006).

Environmental factors interfere with the diversity of the aquatic fungal community (Shearer 1972), especially temperature, which is an important determinant of the geographic distribution of marine fungi (Jones 2000). Most species are restricted to tropical or temperate regions, although some species are cosmopolitan (Hyde et al., 2005; Pang et al., 2013).

Currently, 1857 species of fungi (including 136 species of microsporidia) are known to inhabit the marine environment. They are distributed among 769 genera, 226 families, 88 orders, and 7 phyla. They are found on various decomposing substrates, associated with leaves, trunks, plant pneumatophores and mangrove sediments; endophytes isolated from algae; and phytoplankton parasites (Jones et al., 2019). In Brazil, approximately 90 species of sexual ascomycetes have been reported in the aquatic environment, including 39 species in the marine environment and 52 in freshwater environments of the north-eastern (15) and Amazonian (37) regions (Kohlmeyer 1969, 1976, 1984; Kohlmeyer and Kohlmeyer 1971; Hughes 1974; Booth 1983; Barbosa et al., 2008, 2013a, 2013b; Zelski et al., 2011; Cortez et al., 2016; Canto et al., 2020).

Jahnulales is predominantly an order of freshwater species and is composed of Aliquandostipitaceae and Manglicolaceae (Robert et al., 2005). However, several species belonging to Manglicolaceae are found in marine habitats. *Jahnula*, (Kirschst.) Kirschst. the main genus, was

introduced by Kirschstein (1936), based on the previously described *Melanopsamma* Kirschst. The aims of the present study were to expand our understanding of the diversity and distribution of sexual ascomycetes in estuaries of the Amazon region, and to illustrate and describe a new species of *Jahnula* from Brazil.

Materials and methods

Decomposed twigs were collected in the intertidal zone on Mosqueiro Island beaches. Samples were washed in the river water to remove excess sand, placed in zip-lock bags and transported to the Mycology Laboratory of the State University of Feira de Santana, BA. The samples were processed according to Castañeda-Ruiz et al., (2016) and regularly examined within 12 months using a Leica EC3 stereomicroscope for observation and the isolation of the reproductive structures of ascomycetes. Anatomical sectioning was performed manually, and slides were prepared in distilled water, cotton blue, and Melzer's reagent. The slides were examined using an Olympus BX51 microscope with Nomarski interference optics and photomicrographs of the new records were obtained. The plant substrates with the collected specimens were deposited in the Herbarium of the Universidade Estadual de Feira de Santana, Brazil

Results

One new species *Janhula paraensis* sp. nov. is proposed, and five new records were collected. *Boerlagiomyces websteri* Shearer & J.L. Crane, *Corollospora pseudopulchella* Nakagiri & Tokura, *Falciformispora lignatilis* K.D. Hyde and *Savoryella lignicola* E.B.G. Jones & R.A. Eaton represent new records for South America and *Annulusmagnus triseptatus* (S.W. Wong, K.D. Hyde & E.B.G. Jones) J. Campb. & Shearer is a new record for Brazil.

Taxonomy

Jahnula paraensis C.R. Silva & Gusmão, sp. nov. Figure 1.

MycoBank: 845497.

Holotype – Brazil, Pará State: Belém, Mosqueiro island, 1o03'45''S, 48o20'14''W, 30 December 2020, on intertidal wood, coll. L.T. Carmo (HUEFS 255201).

Diagnosis – Differs from *Jahnula bipileata* by its smaller ascospores with rough or irregularly striated walls.

Etymology – The epithet is in reference to the Brazilian state where the specimen was collected.

Ascomata 360 – 500 × 700 – 800 µm, superficial to immersed in the substrate (wood), solitary, globose to subglobose, membranous, dark brown to black, with hyphae attached to the substratum. Neck 160 – 520 × 57 – 70 µm, dark brown to black. Peridium variable in thickness, composed of hyaline to brown cells. Pseudoparaphyses 2.5 µm wide, filiform, hyaline, unbranched, sparsely septate. Asci 270 – 410 × 25 – 30 µm, 8-spored, bitunicate, fissitunicate, cylindrical, pedicellate, with or without an ocular chamber and sometimes with a faint ring. Ascospores 47.5 – 52.5 × 17.5 – 20 µm, mostly uniseriate, ellipsoid-fusiform, straight or curved, smooth, immature hyaline, when mature reddish brown to brown, 1-septate, constricted at the septum, upper cell slightly wider, and more apiculate than the lower cell, with thick and dark band at septum when mature, without sheath but with 3.7 – 6.2 µm wide, hyaline caps at both ends.

Habitat – Intertidal dead wood.

Comments: The order Jahnulales was introduced to Dothideomycetes based on phylogenetic analyses (Pang et al., 2002). It includes Aliquandostipitaceae (Inderbitzin et al., 2001) composed of eight genera: *Aliquandostipite* Inderb., *Ascagilis* K.D. Hyde, *Brachiosphaera* Nawawi, *Jahnula*, *Megalohypha* A. Ferrer & Shearer, *Neojahnula* W. Dong, H. Zhang & K.D. Hyde, *Pseudojahnula* W. Dong, H. Zhang & K.D. Hyde and *Xylomyces* Goos, R.D. Brooks & Lamore and Manglicolaceae (Suetrong et al., 2011) with a single genus, *Manglicola* Kohlm. & E. Kohlm.

Based on phylogenetic analyses and morphological examinations, Dong et al., (2020) introduced two new genera, *Neojahnula* and *Pseudojahnula* to accommodate *Jahnula australiensis* K.D. Hyde and *J. potamophila* K.D. Hyde & S.W. Wong, respectively. They also resurrected *Ascagilis* to accommodate seven species, including four species of *Jahnula* characterised by mucilaginous pads

on the ascospores, a noticeable characteristic of the genus not found in the proposed new species reinforcing the need for further phylogenetic analyses to elucidate the systematic placement of *J. systyla* K.D. Hyde & S.W. Wong as they believe it to be related to another genus. Thus, the genus *Jahnula* sensu lato has 12 accepted species (Index Fungorum 2021).

J. paraensis exhibits characteristics common to the genus *Jahnula*, such as cylindrical asci with 8 ellipsoid-fusiform, brown, 1-septate ascospores with upper cell slightly wider, and more apiculate than the lower cell, without sheath or appendages, but with hyaline caps at both ends. The slightly wider, and more apiculate features of the upper cell than the lower cell has also been observed in six other species, *J. apiospora* A. Carter, Raja & Shearer, *J. aquatica* (Kirschst.) Kirschst., *J. bipileata* Raja & Shearer, *J. granulosa* K.D. Hyde & S.W. Wong, *J. purpurea* J. Fourn., Raja & Shearer and *J. rostrata* Raja & Shearer (Hyde and Wong 1999; Raja and Shearer 2006; Raja et al., 2008; Fournier et al., 2015). The dimensions of the asci and ascospores of *J. paraensis* are similar to *J. appendiculata* Pinruan, K.D. Hyde & E.B.G. Jones, however, the ascospores are characterised by a mucilaginous sheath or prominent appendages (Pinruan et al., 2002). The only species with a hyaline

cap at both ends of the ascospore is *J. bipileata*, but the ascospores are smaller than those of other species and the walls are rough or irregularly striated (Raja and Shearer 2006).

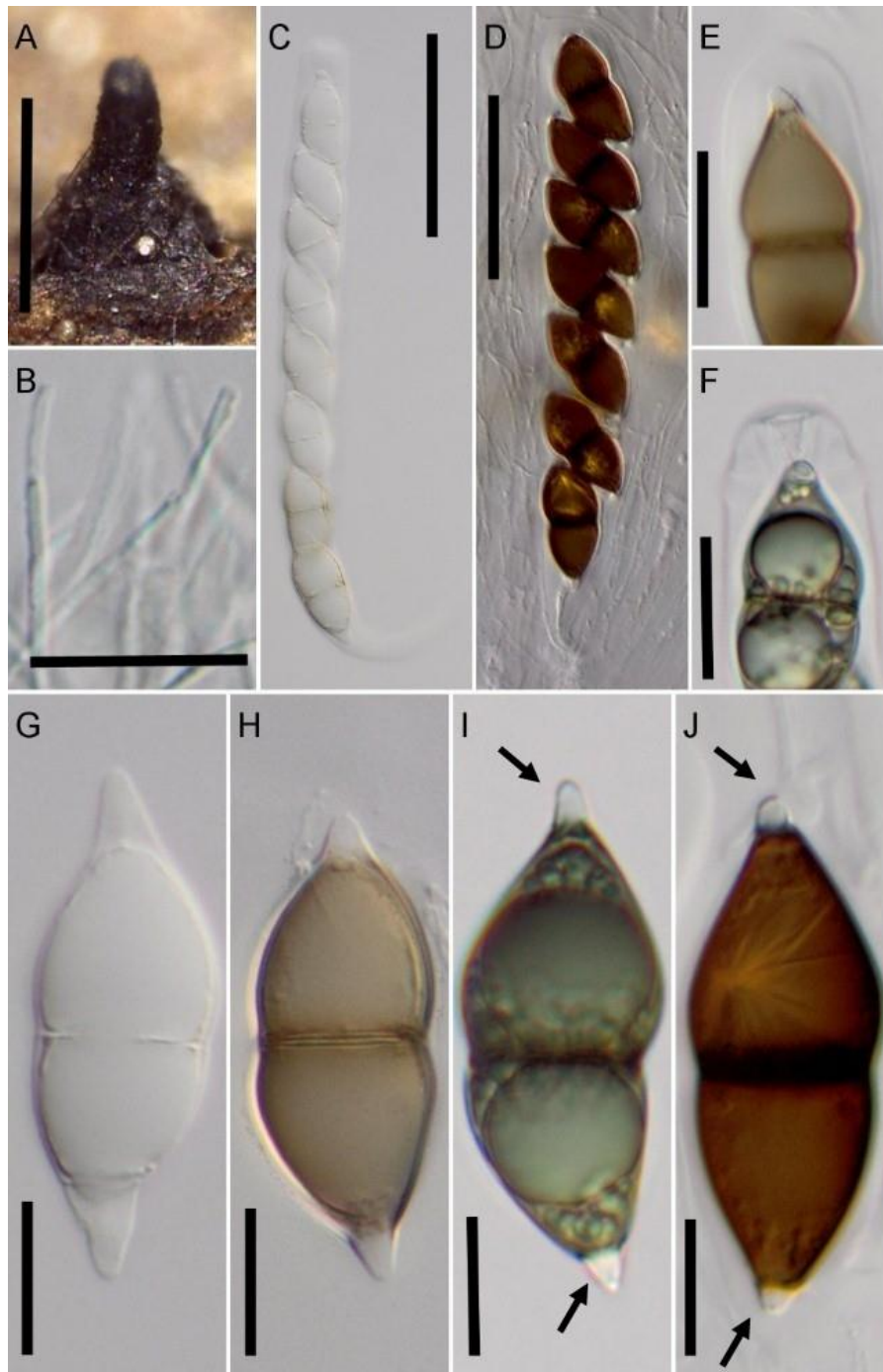


Figure 1. *Jahnula paraensis* (HUEFS 255201, holotype). A, Ascoma on the natural substrate. B, Pseudoparaphyses. C–F, Asci. G–J, Ascospores. Arrow indicates caps. Scale bars A = 0.2 mm. B–D = 20 μ m. E–J = 10 μ m.

New records for South America and Brazil

Sordariomycetes

Diaporthomycetidae, Annulatascales, Annulatacaceae

Annulusmagnus triseptatus (S.W. Wong, K.D. Hyde & E.B.G. Jones) J. Campb. & Shearer, Mycologia 96 (4): 826 (2004). Figure 2.

Ascomata semi-immersed, solitary or in small groups, subglobose to globose, black. Peridium 26–31 μm thick, composed of an outer layer of dark brown angular and irregular cells, a middle layer of brown cells, and an inner layer of hyaline elongated cells. Paraphyses hyaline, simple, septate, 3.7–5 μm wide. Asci unitunicate, cylindrical, short pedicellate, non-amyloid apical ring, 2.5–3.7 μm long, bipartite, $106\text{--}131 \times 7.5\text{--}10 \mu\text{m}$. Ascospores fusiform, smooth, hyaline, 3-septate, without a thin mucilaginous sheath, $15\text{--}21 \times 5\text{--}7.5 \mu\text{m}$.

Examined material: Brazil. Pará State: Belém, Mosqueiro island, 29 April 2019, on intertidal wood, coll. L.T. Carmo (HUEFS 255192).

Known distribution: Australia (Wong et al., 1999), Brazil (this study), Brunei (Wong et al., 1999; Fryar et al., 2004), Canada (Campbell and Shearer 2004), Costa Rica (Huhndorf et al., 2004), France (Reblova et al., 2010), Hong Kong (Wong et al., 1999; Wong and Hyde 2001), Malaysia (Ho et al., 2001), Norway (Nordén and Jordal 2015), USA (Campbell and Shearer 2004), Thailand (Luo et al., 2015) and Venezuela (Campbell and Shearer 2004).

Comments: The monotypic genus *Annulusmagnus* (type species *Annulusmagnus triseptatus*) was described from submerged freshwater wood in Brunei (Wong et al., 1999). The Brazilian specimen shows, as in the holotype, the absence of the ascomata with a neck with a hyaline apex, ascospores not constricted at the septa, and the absence of a mucilaginous sheath. These characters, in addition to molecular analyses, supported the establishment of a new genus to accommodate *Annulatascus triseptatus* (Campbell and Shearer 2004). This species occurs in submerged freshwater wood in tropical (Shearer and Raja 2010) and temperate (Nordén and Jordal 2015) regions and it has been also recorded on terrestrial grasses and Cyperaceae (Wong and Hyde 2001). It occurs in the Americas, is equally distributed in tropical and temperate regions, and has been recorded in Atlantic, Pacific, and Indian Oceans samples. Li et al., (2003) reported eight new bioactive

compounds, annularins A–H, along with the known (-)-(S)p- hydroxyphenyllactic acid isolated from extracts of *A. triseptatus* and showed that these compounds have antifungal and antibacterial activity. The species has four records in the collection at the Westerdijk Fungal Biodiversity Institute (CBS 127687, 127688, 128831, 131483), three records at the Mae Fah Luang University Culture Collection (MFLUCC 170462, 170469, 181335), and two records at the Illinois Natural History Survey (SMH 2359, 4832). It has 33 sequences deposited in GenBank (ITS, LSU, SSU, Tef1, RPB2, and β -tubulin), which have been included in phylogenetic studies (Raja et al., 2003; Huhndorf et al., 2004; Miller and Huhndorf 2005; Reblova et al., 2010; Luo et al., 2015, 2019; Dayarathne et al., 2016; Vu et al., 2019). This is the first record of the species in Brazil.

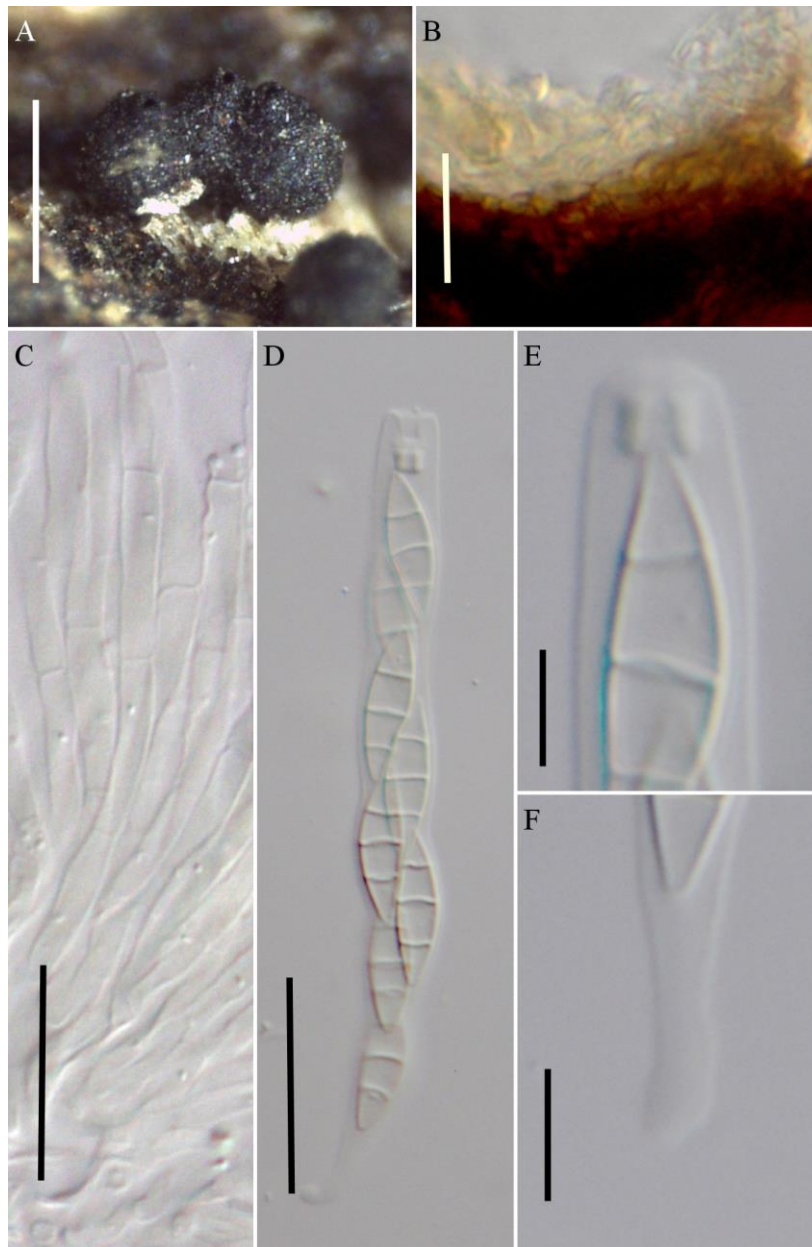


Figure 2. *Annulusmagnus triseptatus* A, Ascomata surface. B, Longitudinal section with two layers of ascomal wall. C, Paraphyses. D, Ascus. E, Apical ring bipartite. F, Detail pedicellate ascus. Scale bars A = 0.2 mm. B, E, F = 10 μ m. C, D = 20 μ m.

Hypocreomycetidae, Microascales, Halosphaeriaceae

Corollospora pseudopulchella Nakagiri & Tokura., Transactions of the Mycological Society of Japan 28 (4): 428 (1988). Figure 3.

Ascomata superficial, solitary, globose to subglobose, occasionally in grains of sand, smooth and metallic, short papillate, ostiolate, carbonaceous, black, $18 \times 12.5 \mu$ m. Peridium brown, cells more or less spherical, 6.2–7.5 μ m thick. Asci deliquesce early. Ascospores fusiform, slightly curved, hyaline, cell attenuated both ends, 7-septate, constricted at the septa, $75\text{--}97.5 \times 7.5\text{--}10 \mu$ m (excluding apical appendages). Filiform appendages, hyaline, in the middle region (15–25 μ m long) and at the ends (7.5–15 μ m long).

Known distribution: Brazil (this paper), Cuba (Samón and Enríquez 2010), India (Nambiar and Raveendran 2010), Iraq (Al-Saadoon and Abdullah 2001), Japan (Nakagiri and Tokura 1987), Mexico (Velez et al., 2015), Puerto Rico (Nieves-Rivera and Santos- Flores 2005), South Africa (Steinke and Jones 1993; Steinke and Lubke 2003) and Thailand (Jones et al., 2006).

Examined material: Brazil, Pará State: Belém, Mosqueiro island, 10 August 2017, on intertidal wood, coll. L.T. Carmo (HUEFS 255194).

Comments: *Corollospora* is one of the largest fungal genera in marine habitats, with approximately 23 species (Kohlmeyer and Kohlmeyer 1979; Abdel-Wahab et al., 2009). The most similar species to *C. pseudopulchella* is *C. pulchella* Kohlm., I. Schmidt & N.B. Nair, but its ascospores are longer and rounded at both ends. *C. colossus* Nakagiri & Tokura is also similar with respect to the septation and length of ascospores, however, its ascospores are wider (Kohlmeyer and Volkmann-Kohlmeyer 1991). *C. pseudopulchella* is found exclusively in marine habitats (mangrove, estuary, intertidal zones and beaches) and sandy habitats (Steinke and Jones 1993; Steinke and Lubke 2003;

Nambiar and Raveendran 2010; Velez et al., 2015). It has been associated with wood (Nieves-Rivera and Santos-Flores 2005; Nambiar and Raveendran 2010; Velez et al., 2015) and sea foam (Steinke and Lubke 2003). It has been recorded mostly in the tropical zone, in the Atlantic, Pacific, and Indian Oceans. Studies of the metabolic potential of this species are lacking. Two isolates have been deposited at the NITE Biological Resource Centre (NBRC 32112, 32113) and six sequences have been deposited in GenBank (LSU, SSU, and RPB1) and were included in phylogenetic analysis (Schoch et al., 2012). This is the first record of the species in South America.

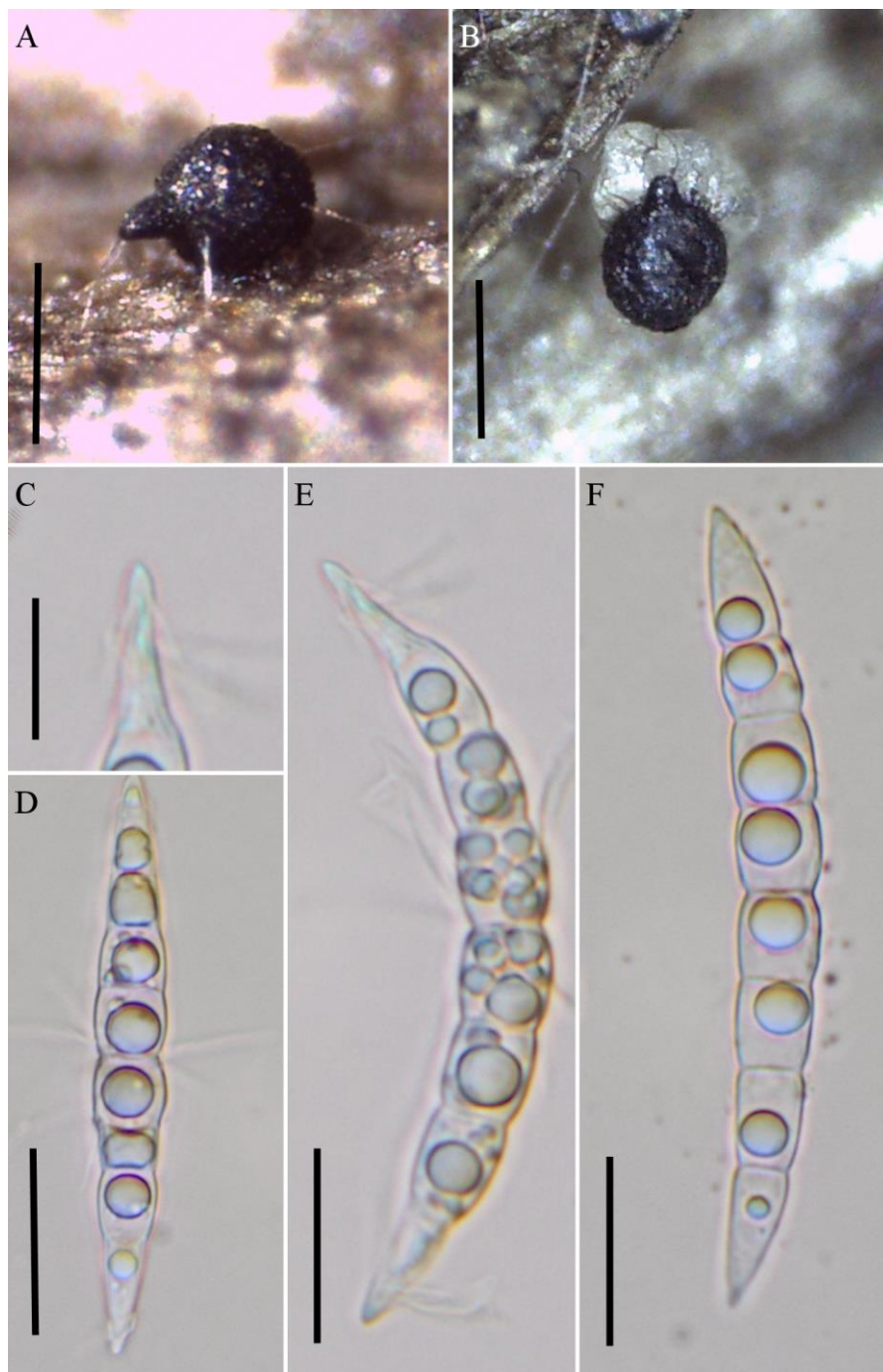


Figure 3. *Corollospora pseudopulchella* A, B, Ascomata surface. C, Detail ascospore both ends. D–F, Ascospores. Scale bars A, B = 0.2 mm. C = 10 μ m. D–F = 20 μ m.

Hypocreomycetidae, Savoryellales, Savoryellaceae

Savoryella lignicola E.B.G. Jones & R.A. Eaton, Trans. Br. Mycol. Soc. 52: 161 (1969). Figure 4.

Ascomata immersed, partly immersed or superficial, subglobose or ellipsoidal, with a long neck, ostiolate, papillate, dark brown, 125–255 $\times$ 100–162 μ m. Peridium thin, brown, cells forming textura angularis, 12.5–21.2 μ m thick. Asci unitunicate, clavate to cylindrical, slightly truncate apex, 100–170 $\times$ 15–20 μ m. Ascospores ellipsoidal, versicoloured, central cells darker and terminal cells hyaline, 3-septate when mature, not constricted at the septa, 22.5–30 $\times$ 10–12.5 μ m.

Known distribution: Andaman Islands (Chinnaraj 1993b), Australia (Hyde 1993), Brazil (this study), Brunei (Hyde 1990; Ho et al., 1997), China (Cai et al., 2002; Luo et al., 2004), Cuba (Enríquez et al., 2011), England (Jones and Eaton 1969), Egypt (Abdel-Aziz 2010), Hong Kong (Ho et al., 1997), India (Udaiyan 1989; Maria and Sridhar 2003; Jadav and Borse 2017), Indonesia (Hyde 1989), Iraq (Al-Saadoon and Abdullah 2001), Japan (Ho et al., 1997; Tsui et al., 2003), Macau (Vrijmoed et al., 1994), Malaysia (Hyde 1994; Alias and Jones 2000), Maldives (Chinnaraj 1993a), Mauritius (Poonyth et al., 1999), Mexico (Gonzalez et al., 2001), Philippines (Jones et al., 1988; Alias et al., 1999), Portugal (Figueira and Barata 2007), Seychelles (Hyde and Goh 1998), Singapore (Leong et al., 1991; Jones and Hyde 1992), South Africa (Ho et al., 1997), Sri Lanka (Koch 1982), Taiwan (Pang et al., 2011), Thailand (Jones and Hyde 1992; Sulistyowati et al., 2010), USA (Shearer and Von Bodman 1983), and U.K. (Hyde 1993).

Material examined: Brazil, Pará State: Belém, Mosqueiro island, 10 August 2017, on intertidal wood, coll. L.T. Carmo (HUEFS 255195).

Comments: In all 13 species of the genus *Savoryella* (Jaklitsch and Réblova 2015; Zhang et al., 2019) the ascospores are ellipsoidal, 3-septate, with two brown central cells and two hyaline ends cells (Jones et al., 2016). The ascospores of *S. lignicola* are similar to those of *S. aquatica* K.D. Hyde, *S. fusiformis* W.H. Ho, K.D. Hyde & Hodgkiss, and *S. longispora* E.B.G. Jones & K.D.

Hyde, but differ in dimensions (Jones and Hyde 1992; Ho et al., 1997). *S. yunnanensis* Dong Wei, Dayar. & K.D. Hyde has larger asci, and elipsoidal or irregular and wider ascospores (Dayarathne et al., 2019) than those of *S. lignicola*. The study species has been recorded in wood from marine and freshwater habitats (Ho et al., 1997; Poonyth et al., 1999), mangrove roots (Hyde 1990), seawater (Abdel-Aziz 2010) and brackish water-cooling towers (Jones and Eaton 1969; Eaton and Jones 1971a, 1971b) and has a wide distribution (Dayarathne et al., 2019). It is rarely recorded in the Americas but has been reported in the Atlantic, Pacific, and Indian Oceans. *S. lignicola* produces the extracellular cellulolytic enzymes endoglucanase, cellobiohydrolase, and β -glucosidase (Pointing et al., 1999). Cellulase and xylanase for wood decomposition were detected in an in vitro assay (Bucher et al., 2004). One isolate of the species is deposited in the BIOTEC Culture Collection (NF 00204) and one in the National Taiwan Ocean University (NTOU 791). There are 11 sequences deposited in GenBank (ITS, LSU, SSU, Tef1, and RPB2), and phylogenetic studies have been reported (Boonyuen et al., 2011; Reblova et al., 2016; Dayarathne et al., 2019). This is the first record of the species in South America.

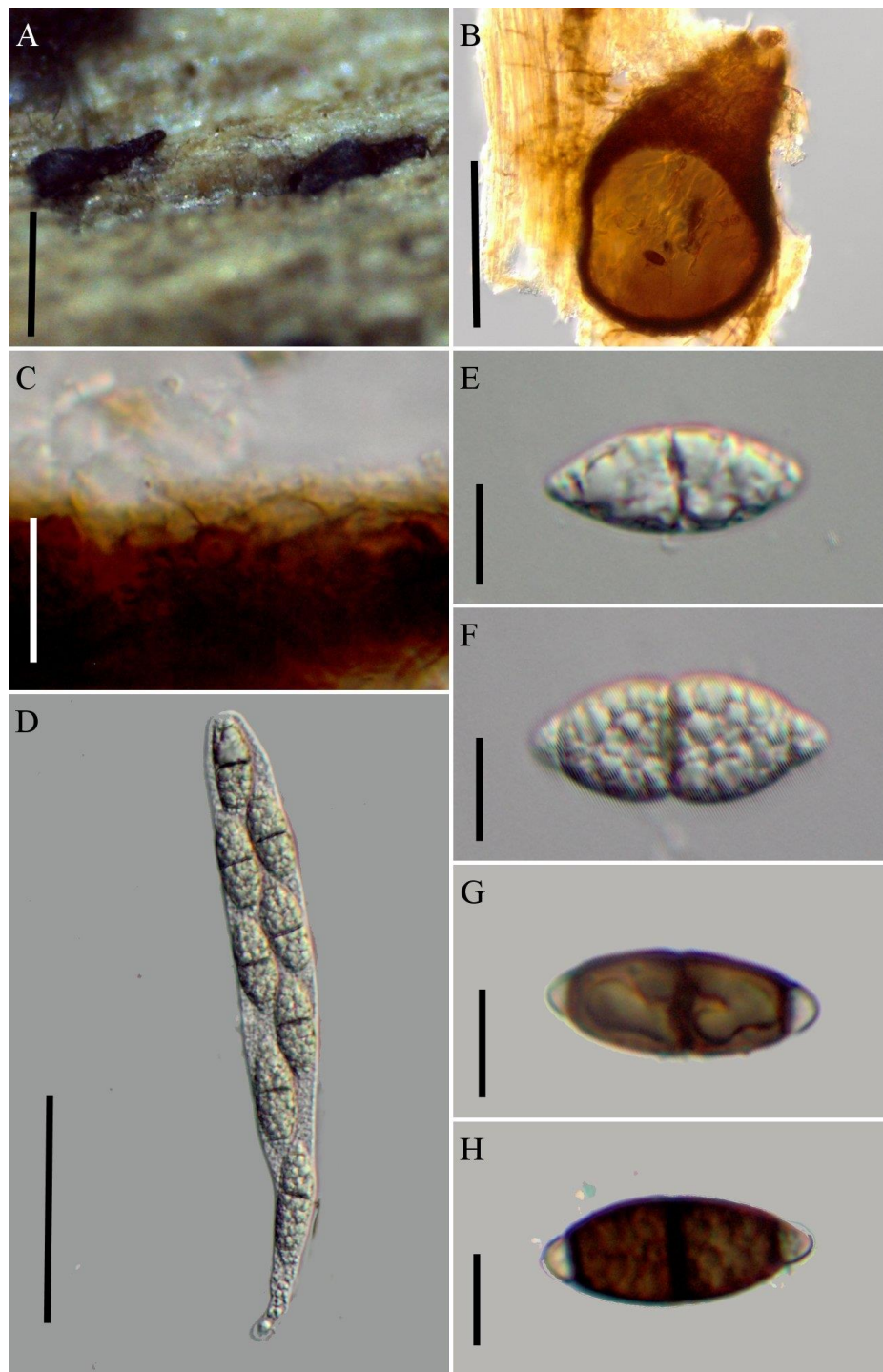


Figure 4. *Savoryella lignicola* A, Ascomata surface. B, C, Longitudinal section of ascomal wall. D, Ascus immature. E–H, Ascospores. Scale bars A = 0.2 mm. B = 100 μm . C, E–H = 20 μm . D = 20 μm .

Dothideomycetes

Tubeufiales, Tubeufiaceae

Boerlagiomyces websteri Shearer and J.L. Crane, Mycologia 87: 876 (1996). Figure 5.

Ascomata superficial, solitary, obpyriform, brown, $490\text{--}550 \times 335\text{--}350 \mu\text{m}$. Setae dark brown. Peridium with two layers; outer layer $25\text{--}46 \mu\text{m}$ thick, textura angularis, brown and inner layer $5\text{--}15 \mu\text{m}$ thick, fusiform cells, hyaline. Pseudoparaphyses $2.5\text{--}3.7 \mu\text{m}$ wide, may be constricted at the septa. Asci fissitunicate, two spores, cylindrical, rounded at the apex, short base, $157\text{--}260 \times 25\text{--}52 \mu\text{m}$. Ascospores oblong, rounded at the ends, at first hyaline becoming dark brown, dictyosporous, nine transverse septa and one to three vertical septa, surrounded by a gelatinous sheath mainly in the initial stages, $72.5\text{--}117 \times 22.5\text{--}50 \mu\text{m}$.

Known distribution: Brazil (this study), Hungary (Toth 2009), USA (Shearer and Crane 1995; Raja et al., 2009) and Thailand (Kodsueb et al., 2006).

Material examined: Brazil, Pará State: Belém, Mosqueiro island, 29 April 2019, on intertidal wood, coll. L.T. Carmo (HUEFS 255196).

Comments: The genus *Boerlagiomyces* includes eight species with muriform brown ascospores and bristles on the walls of the ascomata (Kodsueb et al., 2006; Pande 2008). *B. websteri* differs from *B. velutinus* (Penz. & Sacc.) Butzin in shape, size, number of septa, and colouration of the ascospores, while *B. effusus* (Syd., P. Syd. & E.J. Butler) J.L. Crane, Shearer & M.E. Barr has ascomata with subiculum and ascus with eight obovoid ascospores (Shearer and Crane 1995). The newly found specimen had slightly larger asci than those of the type specimen ($66\text{--}92(107) \times 26\text{--}35 \mu\text{m}$). *B. websteri* has been recorded in woody and freshwater plant detritus (Shearer and Crane 1995; Raja et al., 2009), and decomposing cherry fruits (Toth 2009). There are only two records of the species including this one, in tropical regions and it has been recorded in Atlantic and Indian Oceans. *B. websteri* produces cellulase, endoxylanase, β -xylosidase, polyphenol oxidase, peroxidase, tyrosinase, and laccase (Abdel- Raheem and Shearer 2002). This species has a specimen deposited in the BIOTEC Culture Collection (BCC 3834), only one sequence deposited in GenBank (LSU), and a phylogenetic study (Kodsueb et al., 2006). This is the first record of the species in South America.

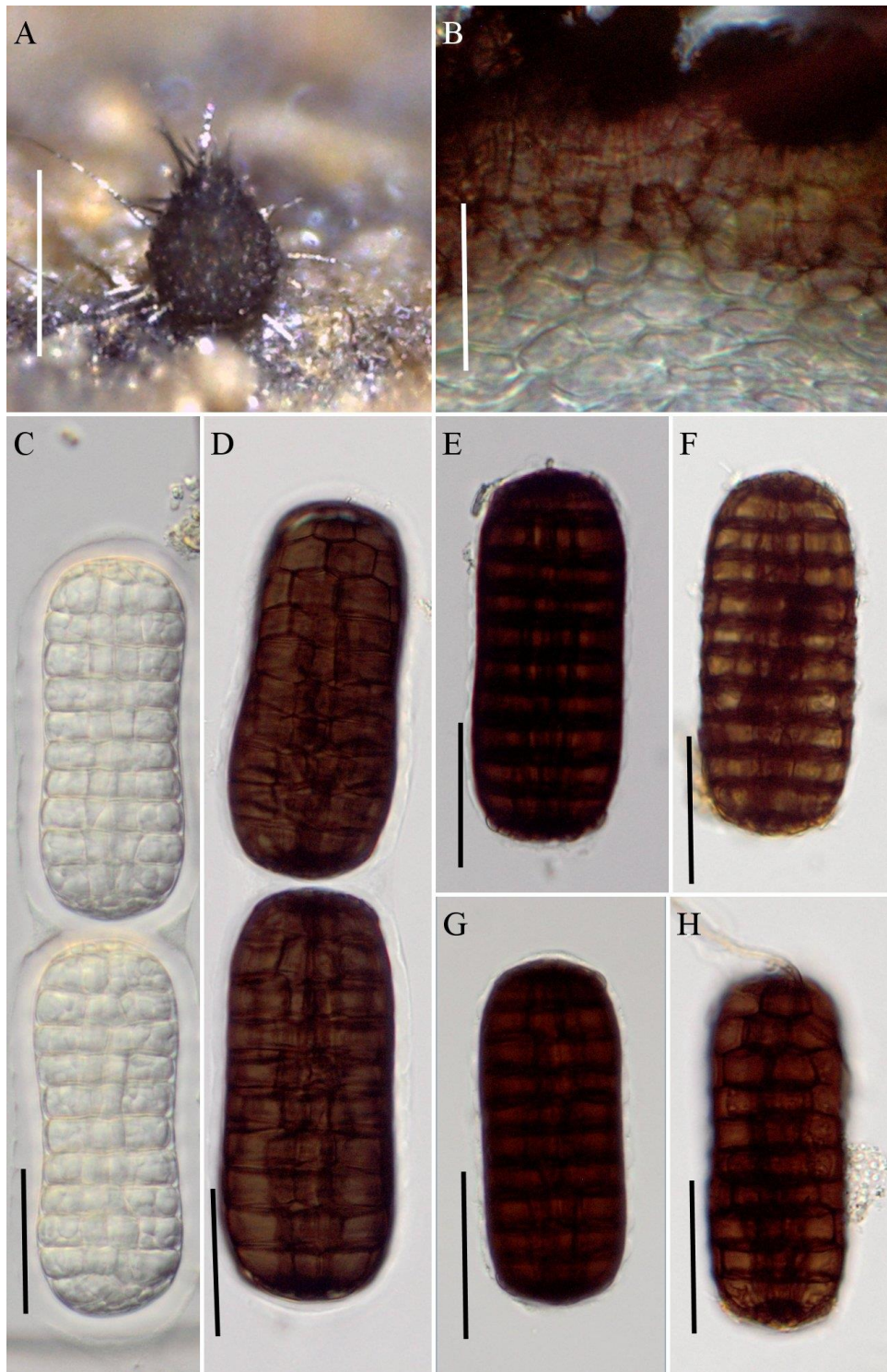


Figure 5. *Boerlagiomyces websteri* A, Ascomata surface. B, Longitudinal section of ascomal wall. C, Ascus with two immature ascospores. D, Ascus with two mature ascospores. E–H, Ascospores. Scale bars A = 0.2 mm. B = 20 μ m. C–H = 50 μ m.

Pleosporomycetidade, Pleosporales, Trematosphaeriaceae

Falciformispora lignatilis K.D. Hyde, Mycological Research 96(1):27 (1992). Figure 6.

Ascomata erumpent and eventually superficial, solitary or gregarious, subglobose, ostiolate, not very evident papilla, black, $80\text{--}225 \times 142\text{--}300 \mu\text{m}$. Peridium $21\text{--}31 \mu\text{m}$ thick, comprising an inner layer of elongate hyaline cells and an outer layer of angular to rounded brown cells. Pseudoparaphyses septate, up to $2.5 \mu\text{m}$ wide. Asci fissitunicate, clavate to cylindrical, short pedunculate, $127.5\text{--}162 \times 25\text{--}30 \mu\text{m}$. Ascospores fusiform, straight or slightly curved, hyaline, 6-septate, slightly constricted at septa, surrounded by a thin mucilaginous sheath, with a single scythe-like appendage $62.5\text{--}75 \times 15\text{--}17.5 \mu\text{m}$.

Known distribution: Brazil (this study), India (Devadatha and Sarma 2018), Mexico (Hyde 1992), Taiwan (Pang and Jheng 2012), Thailand (Suetrong et al., 2009) and USA (Raja and Shearer 2008).

Material examined: Brazil, Pará State: Belém, Mosqueiro island, 10 August 2017, on intertidal wood, coll. L.T. Carmo (HUEFS255197).

Comments: Hyde (1992) described *F. lignatilis* from intertidal mangrove wood collected in Mexico. *Falciformispora* comprises five species, including two human pathogens (Ahmed et al., 2014; Eldridge et al., 2014; Hyde et al., 2020). Based on morphological and phylogenetic characters, Suetrong et al., (2011a) proposed a new family Trematosphaeriaceae and included the genus *Falciformispora*, based on SSU, LSU, TEF-1-alpha, and RPB2 markers. *F. lignatilis* is similar to *F. aquatica* D.F. Bao, K.D. Hyde & H.Y. Su, however, its asci and ascospores are larger and its appendage is at the apical part of the ascospore (Hyde et al., 2019). *F. uttaraditense* Boonmee & Huanraluek does not have a sickle-shaped appendage (Hyde et al., 2020). The dimensions of the newly found specimen are larger than those described by Hyde (1992), but consistent with observations by Raja and Shearer (2008) of freshwater material collected in Florida (USA); this variation can probably be explained by sample site characteristics. The species has been recorded on wood in freshwater (Raja and Shearer 2008) and on mangrove (Hyde 1992; Devadatha and Sarma 2018). Other features like the presence of discrete papilla and gel matrix integrating asci and pseudoparaphyses, reported by Raja and Shearer (2008), Suetrong et al., (2011a), and Devadatha and Sarma (2018), were not described in Hyde (1992). Most records are for tropical

regions and are related to the Atlantic and Indian Oceans. There is no study of the metabolic potential of the genus. Two isolates have been deposited in the BIOTEC Culture Collection (BCC 21117, 21118) and ten sequences have been deposited in GenBank (ITS, LSU, SSU, and TEF-1-alpha), with some phylogenetic studies (Schoch et al., 2009; Suetrong et al., 2009, 2011a; Ahmed et al., 2014). This is the first record of the species in South America.

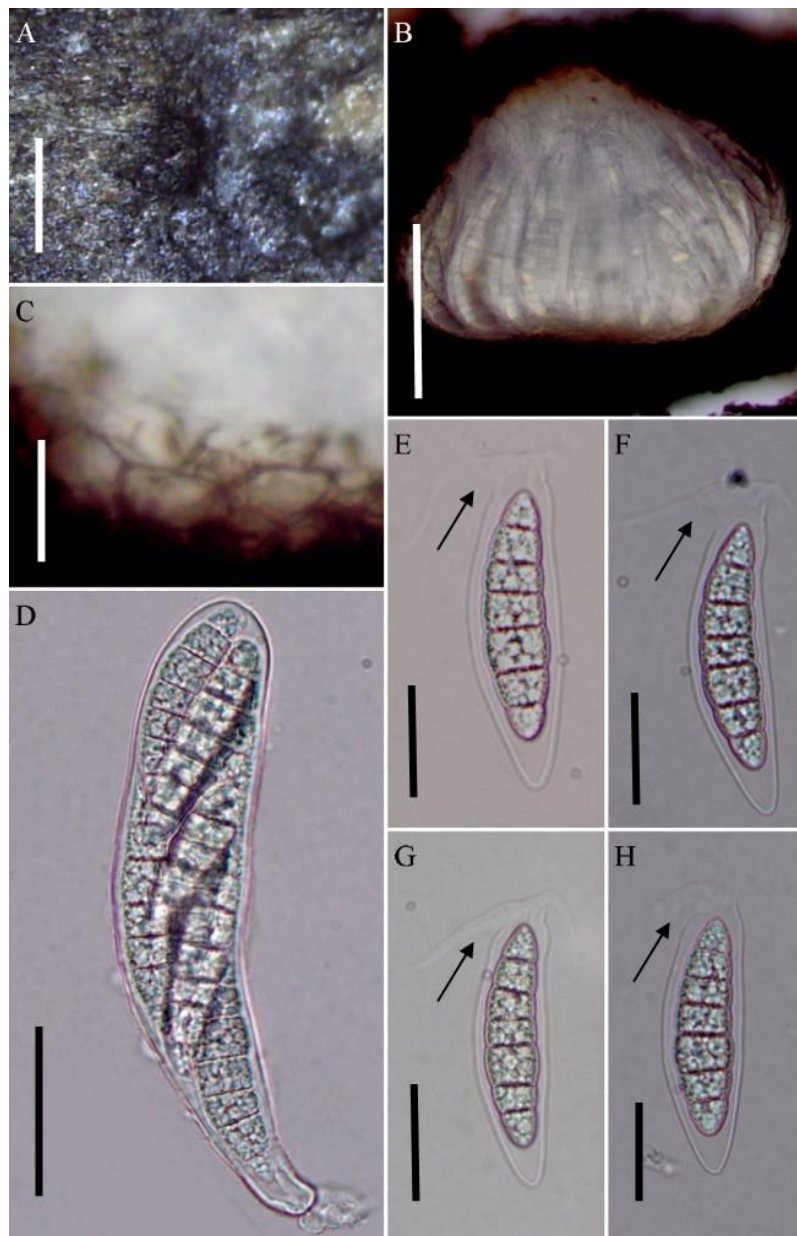


Figure 6. *Falciformispora lignatilis* A, Ascomata surface. B, C, Longitudinal section of ascomal wall. D, Ascus. E–H, Ascospores. Arrow indicates single scythe-like appendage. Scale bars A = 0.2 mm. B = 50 μ m. C = 10 μ m. D–H = 20 μ m.

Discussion

All species of *Jahnula* commonly occur in submerged wood in freshwater environments (Suetrong et al., 2011a; Huang et al., 2018). The genus has a subtropical and tropical distribution, except for *J. apiospora* and *J. dianchia* S.K. Huang & K.D. Hyde, which are restricted to temperate regions (Huang et al., 2018; Dong et al., 2020). Only *J. appendiculata* has been recorded in South America in Peru (Shearer et al., 2015). Prior to that, only *Ascagilis seychellensis* (K.D. Hyde & S.W. Wong) W. Dong, Doilom & K.D. Hyde (as *Jahnula seychellensis*) had been recorded in South America in Brazil (Barbosa et al., 2013a).

Representatives of Dothideomycetes occur on a variety of marine substrates, mainly woody, in intertidal and mangrove regions, and may have an active mechanism to disperse ascospores (Suetrong et al., 2009), as in *Boerlagiomyces websteri* and *Falciformispora lignatilis*.

In Sordariomycetes, the family Halosphaeriaceae (containing *Corollospora pseudopulchella*) is the largest among marine ascomycetes (Maharachchikumbura et al., 2016). Among species found in this study, only *C. pseudopulchella* is considered an obligate marine fungus, together with *S. lignicola*, which has also been described in marine habitats. All other species are considered facultative marine or freshwater fungi and are recorded in estuaries for the first time.

Acknowledgments

The authors thank Luana T. do Carmo for collecting the material on Mosqueiro Island, Dr. Huzefa Raja from University of North Carolina at Greensboro, for comments and help and Taimy Cantillo (PPGM/UEFS) for revision and comments. The Programa de Pós-graduação em Biologia de Fungos (PPGBF/UFPE) and the Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico Development (CNPq) are thanked for financial support and grant (proc.140871/2018-7 and proc. 312984/2018-9, respectively).

References

- Abdel-Aziz FA. 2010. Marine fungi from two sandy Mediterranean beaches on the Egyptian north coast. *Botanica Marina*. 53(3):283–289.
- Abdel-Raheem A, Shearer CA. 2002. Extracellular enzyme production by freshwater ascomycetes. *Fungal Diversity*. 11:1–19.
- Abdel-Wahab MA, Nagahama T, Abdel-Aziz FA. 2009. Two new *Corollospora* species and one new anamorph based on morphological and molecular data. *Mycoscience*. 50(3):147–155.
- Ahmed SA, Van de Sande WWJ, Stevens DA, Fahal A, Van Diepeningen AD, Menken SBJ, de Hoog GS. 2014. Revision of agents of black-grain eumycetoma in the order Pleosporales. *Persoonia*. 33:141–154.
- Alias SA, Jones EBG. 2000. Colonization of mangrove wood by marine fungi at Kuala Selangor mangrove stand, Malaysia. *Fungal Diversity*. 5:9–21.
- Alias SA, Jones EBG, Torres J. 1999. Intertidal fungi from the Philippines, with a description of *Acrocordiopsis sphaerica* sp. nov. (Ascomycota). *Fungal Diversity*. 2:35–41.
- Al-Saadoon AH, Abdullah SK. 2001. Some interesting ascomycetes from Iraq. *Iraqi Journal of Biology*. 1:125–134.
- Barbosa FR, Gusmão LFP, Raja HA, Shearer CA. 2008. *Annulatascus apiculatus* sp. nov., a new freshwater ascomycete from the semi-arid Caatinga biome of Brazil. *Mycotaxon*. 106:403–407.
- Barbosa FR, Gusmão LFP, Raja HA, Shearer CA. 2013a. New species and new records of freshwater ascomycetes from Brazil and Costa Rica. *Mycologia*. 105(2):335–343.
- Barbosa FR, Raja HA, Shearer CA, Gusmão LFP. 2013b. Some freshwater fungi from the Brazilian semi-arid region, including two new species of hyphomycetes. *Cryptogamie, Mycologie*. 34(3):243–258.
- Boonyuen N, Chuaseeharonnachai C, Suetrong S, Sri-Indrasutdhi V, Sivichai S, Jones EBG, Pang KL. 2011. Savoryellales (Hypocreomycetidae, Sordariomycetes): a novel lineage of aquatic ascomycetes inferred from multiple-gene phylogenies of the genera *Ascotaiwania*, *Ascothailandia* and *Savoryella*. *Mycologia*. 103:1351–1371.
- Booth T. 1983. Lignicolous marine fungi from São Paulo, Brazil. *Canadian Journal of Botany*. 61(2):488–506.
- Bucher VVC, Pointing SB, Hyde KD, Reddy CA. 2004. Production of wood decay enzymes, loss of mass, and lignin solubilization in wood by diverse tropical freshwater fungi. *Microbial Ecology*. 48(3):331–337.
- Cai L, Tsui CKM, Zhang KQ, Hyde KD. 2002. Aquatic fungi from lake fuxian, yunnan, China. *Fungal Diversity*. 9:57–70.

- Campbell J, Shearer CA. 2004. *Annulismagnus* and *Ascitendus*, two new genera in the Annulatascaceae. *Mycologia*. 96(4):822–833.
- Canto ESM, Cortez ACA, Monteiro JS, Barbosa FR, Zelski S, Souza JVBD. 2020. Composition and diversity of fungal decomposers of submerged wood in two lakes in the Brazilian Amazon State of Para. *International Journal of Microbiology*. 2020:1–9.
- Castañeda-Ruiz RF, Heredia G, Gusmão LFP, Li DW. 2016. Fungal diversity of central and South America. In: Li D.W, editor. *Biology of microfungi*. Switzerland: Springer International Publishing; p. 197–217.
- Chinnaraj S. 1993a. Manglicolous fungi from atolls of Maldives, Indian ocean. *Indian Journal of Marine Sciences*. 22(2):141–142.
- Chinnaraj S. 1993b. Higher marine fungi from mangroves of Andaman and Nicobar Islands. *Sydowia*. 45(1):109–115.
- Cortez ACA, Sanches MA, Zelski SE, Souza JVBD. 2016. A comparison of the freshwater fungal community during the non-rainy and rainy seasons in a small black water lake in Amazonas, Brazil. *Journal of Food, Agriculture and Environment*. 14(2):156–161.
- Dayarathne MC, Maharachchikumbura SSN, Jones EBG, Dong W, Devadatha B, Yang J, Ekanayaka AH, De Silva W, Sarma VV, Al-Sadi AM, et al., 2019. Phylogenetic revision of Savoryellaceae and evidence for its ranking as a subclass. *Frontiers in Microbiology*. 10 (840):1–26.
- Dayarathne MC, Maharachchikumbura SSN, Phookamsak R, Fryar SC, To-anun C, Jones EBG, Al-Sadi AM, Zelski SE, Hyde KD. 2016. Morpho-molecular characterization and epitypification of *Annulatascus velatisporus*. *Mycosphere*. 9:1389–1398.
- Devadatha B, Sarma VV. 2018. *Pontoporeia mangrovei* sp. nov, a new marine fungus from an Indian mangrove along with a new geographical and host record of *Falciformispora lignatilis*. *Current Research in Environmental & Applied Mycology*. 8(2):238–246.
- Dong W, Wang B, Hyde KD, McKenzie EHC, Bhat DJ, Raja HA, Tanaka K, Abdel-Wahab MA, Abdel-Aziz FA, Doilom M, et al., 2020. Freshwater dothideomycetes. *Fungal Diversity*. 105:319–575.
- Eaton RA, Jones EBG. 1971a. The biodeterioration of timber in water-cooling towers. I. Fungal ecology and the decay of wood at Connah’s Quay and Ince. *Material und Organismen*. 6:51–80.
- Eaton RA, Jones EBG. 1971b. The biodeterioration of timber in water-cooling towers. II. Fungi growing on wood in different positions in a water-cooling system. *Material und Organismen*. 6:81–92.

- Eldridge ML, Chambers CJ, Sharon VR, Thompson GR. 2014. Fungal infections of the skin and nail: new treatment options. *Expert Review of Anti-Infective Therapy*. 12(11):1389–1405.
- Enríquez DI, González MC, Nuñez R, Delgado Y. 2011. Ascomicetes marinos aislados de playas en la zona occidental de Cuba. *Revista del Jardín Botánico Nacional*. 32/33:293–298.
- Figueira D, Barata M. 2007. Marine fungi from two sandy beaches in Portugal. *Mycologia*. 99(1):20–23.
- Fournier J, Raja HA, Shearer CA. 2015. Freshwater Ascomycetes: *Jahnula purpurea* (Jahnulales, Dothideomycetes), a new species on submerged wood from Martinique Island, Lesser Antilles. *MycoKeys*. 9:29–36.
- Fryar SC, Booth W, Davies J, Hodgkiss IJ, Hyde KD. 2004. Distribution of fungi on wood in the tutong river, brunei. *Fungal Diversity*. 17:17–38.
- Gonzalez MC, Hanlin RT, Ulloa M. 2001. A checklist of higher marine fungi of Mexico. *Mycotaxon*. 80:241–253.
- Ho WH, Hyde KD, Hodgkiss IJ. 1997. Ascomycetes from tropical freshwater habitats: the genus *Savoryella*, with two new species. *Mycological Research*. 101:803–809.
- Ho WH, Hyde KD, Hodgkiss IJ. 2001. Fungal communities on submerged wood from streams in Brunei, Hong Kong, and Malaysia. *Mycological Research*. 105(12):1492–1501.
- Huang SK, Maharachchikumbura SSN, Jeewon R, Bhat DJ, Chomnunti P, Hyde KD, Lumyong S. 2018. Morphological and molecular taxonomy of *Jahnula dianchia* sp. nov. (Jahnulales) from submerged wood in Dianchi Lake, Yunnan China. *Mycological Progress*. 17:547–555.
- Hughes GC. 1974. Geographical distribution of the higher marine fungi. *Veroeff. Inst. Meeresforsch. Bremerhaven*. 5:419–441.
- Huhndorf SM, Miller AN, Fernández FA. 2004. Molecular systematics of the Sordariales: the order and the family Lasiosphaeriaceae redefined. *Mycologia*. 96(2):368–387.
- Hyde KD. 1989. Intertidal mangrove fungi from north Sumatra. *Canadian Journal of Botany*. 67:3078–3082.
- Hyde KD. 1990. A study of the vertical zonation of intertidal fungi on *Rhizophora apiculata* at Kampong Kapok mangrove, Brunei. *Aquatic Botany*. 36(3):255–262.
- Hyde KD. 1992. Intertidal mangrove fungi from the west coast of Mexico, including one new genus and two new species. *Mycological Research*. 96:25–30.
- Hyde KD. 1993. Tropical Australian freshwater fungi. V. *Bombardia* sp., *Jahnula australiensis* sp. nov., *Savoryella lignicola* and *S. aquatica* sp. nov. *Australian Systematic Botany*. 5:161–167.
- Hyde KD. 1994. The genus *Savoryella* from freshwater habitats, including *S. grandispora* sp. nov. *Mycoscience*. 35:59–61.

- Hyde KD, Cai L, Jeewon R. 2005. Tropical fungi. In: Dighton J, White JF, Oudemans P, editor. The Fungal Community: its organization and role in the ecosystem. New York: CRC Press; p. 93–109.
- Hyde KD, Dong Y, Phookamsak R, Jeewon R, Bhat DJ, Jones EBG, Liu NG, Abeywickrama PD, Mapook A, Wei D, et al., 2020. Fungal diversity notes 1151–1276: taxonomic and phylogenetic contributions on genera and species of fungal taxa. Fungal Diversity. 100:5–277.
- Hyde KD, Goh TK. 1998. Fungi on submerged wood in the riviere St marie-louis, the Seychelles. South African Journal of Botany. 64(6):330–336.
- Hyde KD, Tennakoon DS, Jeewon R, Bhat DJ, Maharachchikumbura SSN, Rossi W, Leonardi M, Lee HB, Mun HY, Houbraken J, et al., 2019. Fungal diversity notes 1036–1150: taxonomic and phylogenetic contributions on genera and species of fungal taxa. Fungal Diversity. 96:1–242.
- Hyde KD, Wong SW. 1999. Tropical Australian freshwater Fungi. XV. The ascomycete genus *Jahnula*, with five new species and one new combination. Nova Hedwigia. 68(3–4):489–509.
- Inderbitzin P, Landvik S, Abdel-Wahab MA, Berbee ML. 2001. Aliquandostipitaceae, a new family for two new tropical ascomycetes with unusually wide hyphae and dimorphic ascomata. American Journal of Botany. 88:52–61.
- Index Fungorum. 2021. Index Fungorum. Access: 14/12/2021. <http://www.indexfungorum.org/names/Names.asp>.
- Jadav RT, Borse KN. 2017. Some fresh water ascomycetes from Nagpur district of Maharashtra, India. Bioscience Discovery. 8(3):422–425.
- Jaklitsch WM, Réblova M. 2015. Savoryellaceae. Index Fungorum. 209:1.
- Jones EBG. 2000. Marine fungi: some factors influencing biodiversity. Fungal Diversity. 4:53–73.
- Jones EBG, Eaton RA. 1969. *Savoryella lignicola* gen. et sp.nov. from water-cooling towers. Transactions of the British Mycological Society. 52:161–174.
- Jones EBG, Hyde KD. 1992. Taxonomic studies on *Savoryella* Jones et eaton (ascomycotina). Botanica Marina. 35:83–91.
- Jones EBG, Pang KL, Abdel-Wahab MA, Scholz B, Hyde KD, Boekhout T, Ebel R, Rateb ME, Henderson L, Sakayaroj J, et al., 2019. An online resource for marine fungi. Fungal Diversity. 96:347–433.
- Jones EBG, Pilantanapak A, Chatmala I, Sakayaroj J, Phongpaichit S, Choeyklin R. 2006. Thai marine fungal diversity. Songklanakarin Journal of Science and Technology. 28(4):687–708.

- Jones EBG, To-anun C, Suetrong S, Boonyuen N. 2016. Mycosphere Essays 12. Progress in the classification of the watercooling tower ascomycete *Savoryella* and a tribute to John Savory: a review. Mycosphere. 7(5):570–581.
- Jones EBG, Uyenco FR, Follosco MP. 1988. Fungi on driftwood collected in the intertidal zone from the Philippines. Asian Mar. Biol. 5:103–106.
- Kirschstein W. 1936. Beiträge zur Kenntnis der Ascomyceten und ihrer Nebenformen besonders aus der Mark Brandenburg und dem Bayerischen Walde. Annales Mycologici. 34:180–210.
- Koch J. 1982. Some lignicolous marine fungi from Sri Lanka. Nordic Journal of Botany. 2(2):163–169.
- Kodsueb R, Jeewon R, Vijaykrishna D, McKenzie EHC, Lumyong P, Lumyong S, Hyde KD. 2006. Systematic revision of Tubeufiaceae based on morphological and molecular data. Fungal Diversity. 21:105–130.
- Kohlmeyer J. 1969. Marine fungi of Hawaii including the new genus *Helicascus*. Canadian Journal of Botany. 47:1469–1487.
- Kohlmeyer J. 1976. Marine fungi from South America. Mitteilungen aus dem Instituto Colombo-Alemán de Investigaciones Científicas Punta de Betín. 8:33–39.
- Kohlmeyer J. 1984. Tropical marine fungi. Marine Ecology. 5(4):329–378.
- Kohlmeyer J, Kohlmeyer E. 1971. Marine fungi from tropical America and Africa. Mycologia. 63(4):831–861.
- Kohlmeyer J, Kohlmeyer E. 1979. Marine mycology. The higher fungi. New York (NY): Academic Press; p. 48–54.
- Kohlmeyer J, Volkmann-Kohlmeyer B. 1991. Illustrated key to the filamentous higher marine fungi. Botanica Marina. 34(1):1–61.
- Leong WF, Tan TK, Jones EBG. 1991. Fungal colonization of submerged *Bruguiera cylindrica* and *Rhizophora apiculata* wood. Botanica Marina. 34:69–76.
- Lessa GC, Santos FM, Souza Filho PW, Corrêa-Gomes LC. 2018. Brazilian estuaries: a geomorphologic and oceanographic perspective. In: Brazilian Estuaries. Berlin (DE): Springer; p. 1–37.
- Li C, Nitka MV, Gloer JB, Campbell J, Shearer CA. 2003. *Annularins* A–H: new polyketide metabolites from the freshwater aquatic fungus *Annulatascus triseptatus*. Journal of Natural Products. 66(10):1302–1306.
- Lima LC, Neto ABB, Santos CRC, Braga AN, Nunes SCT. 2018. Longterm temporal analysis of vegetation cover and soil use on Ilha de Mosqueiro, Belém, Pará, Amazonian Brazil. Revista agro@mbiente On-line-line. 12(1):80–88.

- Luo J, Yin JF, Cai L, Zhang KQ, Hyde KD. 2004. Freshwater fungi in Lake Dianchi, a heavily polluted lake in Yunnan, China. *Fungal Diversity*. 16:93–112.
- Luo ZL, Hyde KD, Liu JK, Maharachchikumbura SSN, Jeewon R, Bao DF, Bhat DJ, Lin CG, Li WL, Yang J, et al., 2019. Freshwater sordariomycetes. *Fungal Diversity*. 99:451–660.
- Luo ZL, Maharachchikumnura SSN, Liu XY, Li SH, Chen LJ, Su HY, Zhou DQ, Hyde KD. 2015. *Annulatascus saprophyticus* sp. nov. and *Pseudoannulatascus* gen. nov. to accommodate *Annulatascus biatriisporus* (Annulatascaceae Sordariomycetes) from Thailand. *Phytotaxa*. 239 (2):174–182.
- Maharachchikumbura SN, Hyde KD, Jones EBG, McKenzie EHC, Jayarama B, Dayarathne M, Huang SK, Norphanphoun C, Senanayake IC, Perera RH, et al., 2016. Families of Sordariomycetes. *Fungal Diversity*. 79:1–317.
- Maria GL, Sridhar KR. 2003. Diversity of filamentous fungi on woody litter of five mangrove plant species from the southwest coast of India. *Fungal Diversity*. 14:109–126.
- Miller AN, Huhndorf SM. 2005. Multi-gene phylogenies indicate ascomal wall morphology is a better predictor of phylogenetic relationships than ascospore morphology in the Sordariales (Ascomycota, Fungi). *Molecular Phylogenetics and Evolution*. 35(1):60–75.
- MMA. 1996. Perfil dos estados litorâneos do Brasil: subsídios à implantação do Programa Nacional de Gerenciamento Costeiro. Brasília DF: PNMA/GERCO, 301. (Série Gerenciamento Costeiro v. 9).
- Nakagiri A, Tokura R. 1987. Taxonomic studies of the genus *Corollospora* (Halosphaeriaceae Ascomycotina) with descriptions of seven new species. *Transactions of the Mycological Society of Japan*. 28(4):413–436.
- Nambiar GR, Raveendran K. 2010. Frequency and abundance of arenicolous marine fungi along south Indian beaches. *Journal of Scientific Research*. 2(1):138–143.
- Nieves-Rivera AM, Santos-Flores CJ. 2005. Hongos acuáticos de los estuarios en Puerto Rico: Boca del Río Manatí. *The Journal of Agriculture of the University of Puerto Rico*. 89- (1-2):97–105.
- Nordén B, Jordal JB. 2015. A checklist of Norwegian sordariomycetes. *Agarica*. 36:55–73.
- Pande A. 2008. Ascomycetes of peninsular India. Jodhpur: Scientific Publishers.
- Pang KL, Abdel-Wahab MA, Sivichai S, El-Sharouny HM, Jones EBG. 2002. Jahnulales (Dothideomycetes, Ascomycota): a new order of lignicolous freshwater ascomycetes. *Mycological Research*. 106(9):1031–1042.
- Pang KL, Jheng JS. 2012. A checklist of marine fungi of Taiwan with a description of *Kitesporella keelungensis* gen. et sp. nov. *Botanica Marina*. 55(5):459–466.

- Pang KL, Jheng JS, Jones EBG. 2011. Marine mangrove fungi of Taiwan. Keelung Taiwan: National Taiwan Ocean University.
- Pang KL, Vrijmoed LLP, Jones EBG. 2013. Genetic variation within the cosmopolitan aquatic fungus *Lignicola laevis* (Microascales, Ascomycota). *Organisms Diversity & Evolution*. 13 (3):301–309.
- Pereira LCC, Dias JA, Carmo JA, Polette M. 2009. A zona costeira amazônica brasileira. *Revista de Gestão Costeira Integrada-Journal of Integrated Coastal Zone Management*. 9(2):3–7.
- Pinruan U, Jones EBG, Hyde KD. 2002. Aquatic fungi from peat swamp palms: *Jahnula appendiculate* sp. nov. *Sydowia*. 54(2):242–247.
- Pointing SB, Buswell JA, Jones EBG, Vrijmoed LLP. 1999. Extracellular cellulolytic enzyme profiles of five lignicolous mangrove fungi. *Mycological Research*. 103(6):696–700.
- Poonyth AD, Hyde KD, Peerally A. 1999. Intertidal fungi in Mauritian mangroves. *Botanica Marina*. 42:243–252.
- Pritchard DW. 1952. Estuarine hydrography. *Advances in Geophysics*. 1:243–280.
- Raghukumar S. 2017. Fungi in coastal and oceanic marine ecosystems. New York, NY, USA: Springer.
- Raja HA, Campbell J, Shearer CA. 2003. Freshwater ascomycetes: *Cyanoannulus petersenii*, a new genus and species from submerged wood. *Mycotaxon*. 88:1–17.
- Raja HA, Carter A, Platt HW, Shearer CA. 2008. Freshwater ascomycetes: *Jahnula apiospora* (Jahnulales, Dothideomycetes), a new species from Prince Edward Island, Canada. *Mycoscience*. 49 (5):326–328.
- Raja HA, Schmit JP, Shearer CA. 2009. Latitudinal habitat and substrate distribution patterns of freshwater ascomycetes in the Florida Peninsula. *Biodiversity and Conservation*. 18(2):419–455.
- Raja HA, Shearer CA. 2006. *Jahnula* species from north and central America, including three new species. *Mycologia*. 98(2):319–332.
- Raja HA, Shearer CA. 2008. Freshwater ascomycetes: new and noteworthy species from aquatic habitats in Florida. *Mycologia*. 100(3):467–489.
- Reblova M, Fournier J, Hyde KD. 2010. *Achroceratosphaeria*, a new ascomycete genus in the Sordariomycetes, and re-evaluation of *Ceratosphaeria incolorata*. *Fungal Diversity*. 43(1):75–84.
- Reblova M, Seifert KA, Fournier J, Štěpánek V. 2016. Newly recognised lineages of perithecial ascomycetes: the new orders Conioscyphales and Pleurotheciales. *Persoonia – Molecular Phylogeny and Evolution of Fungi*. 37:57–81.

- Robert V, Stegehuis G, Stalpers J. 2005. The MycoBank engine and related databases. <https://www.mycobank.org/>.
- Samón E, Enríquez D. 2010. Nuevos registros de hongos marinos en el litoral sur de Guantánamo, Cuba. *Serie Oceanológica*. 7:61–68.
- Schoch CL, Crous PW, Groenewald JZ, Boehm EWA, Burgess TI, de Gruyter J, de Hoog GS, Dixon LJ, Grube M, Gueidan C, et al., 2009. A class-wide phylogenetic assessment of Dothideomycetes. *Studies in Mycology*. 64:1–15.
- Schoch CL, Seifert KA, Huhndorf S, Robert V, Spouge JL, Levesque CA, Chen W. 2012. The internal transcribed spacer as a universal DNA barcode marker for fungi. *Fungal Barcoding Consortium. Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America*. 109:6241–6246.
- Shearer CA. 1972. Fungi of the Chesapeake Bay and its tributaries. III. The distribution of woodinhabiting ascomycetes and fungi imperfecti of the Patuxent River. *American Journal of Botany*. 59(9):961–969.
- Shearer CA. 1993. The freshwater ascomycetes. *Nova Hedwigia*. 56:1–3.
- Shearer CA, Crane JL. 1995. *Boerlagiomyces websteri* a new ascomycete from fresh water. *Mycologia*. 87:876–879.
- Shearer CA, Raja HA. 2010. Freshwater Ascomycetes. (<http://fungi.life.illinois.edu>). Acesso:10/01/2020.
- Shearer CA, Von Bodman SB. 1983. Patterns of occurrence of Ascomycetes associated with decomposing twigs in a midwestern stream. *Mycologia*. 75(3):518–530.
- Shearer CA, Zelski SE, Raja HA, Schmit JP, Miller AN, Janovec JP. 2015. Distributional patterns of freshwater ascomycetes communities along an Andes to Amazon elevational gradient in Peru. *Biodiversity and Conservation*. 24:1877–1897.
- Steinke TD, Jones EBG. 1993. Marine and mangrove fungi from the Indian ocean coast of South Africa. *South African Journal of Botany*. 59(4):385–390.
- Steinke TD, Lubke RA. 2003. Arenicolous marine fungi from Southern Africa. *South African Journal of Botany*. 69(4):540–545.
- Suetrong S, Boonyuen N, Pang KL, Ueapattanakit J, Klayuban A, Sriiindrasutdhi V, Sivichai S, Jones EBG. 2011. A taxonomic revision and phylogenetic reconstruction of the Jahnulales (Dothideomycetes), and the new family Manglicolaceae. *Fungal Diversity*. 51(1):163–188.
- Suetrong S, Hyde KD, Ahang Y, Bahkali AH, Jones EBG. 2011a. Trematosphaeriaceae fam. nov. (Dothideomycetes Ascomycota). *Cryptogamie Mycologie*. 32:343–358.

- Suetrong S, Schoch CL, Spatafora JW, Kohlmeyer J, Volkmann-Kohlmeyer B, Sakayaroj J, Phongpaichit S, Tanaka K, Hirayama K, Jones EBG. 2009. Molecular systematics of the marine Dothideomycetes. *Studies in Mycology*. 64:155–173.
- Sulistyowati L, Moslem MA, Kevin D. 2010. Diversity of freshwater ascomycetes in freshwater bodies at amphoe Mae chan, Chiang Rai. *Cryptogamie Mycologie*. 3(3):323–333.
- Toth S. 2009. *Boerlagiomyces websteri* (Ascomycota Tubeufiaceae) from Hungary first record outside the USA. *Mycologia Balcanica*. 6:85–86.
- Tsui CKM, Hyde KD, Fukushima K. 2003. Fungi on submerged wood in the Kaituma river, Japan. *Mycoscience*. 44(1):55–59.
- Udaiyan K. 1989. Some interesting ascomycetes from water cooling towers. *Kavaka*. 17:11–16.
- Velez P, Gonzalez MC, Capello-Garcia S, Rosique-Gil E, Hanlin RT. 2015. Diversity of marine ascomycetes from the disturbed sandy beaches of Tabasco Mexico. *Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom*. 95(5):897–903.
- Venturieri, A., Watrin, O.S., Rocha, A.M.A. Silva, B.N.R. 1998. Avaliação da Dinâmica da Paisagem da Ilha do Mosqueiro, Município de Belém, Pará. *IX Simpósio Brasileiro de Sensoriamento Remoto*, Santos, Brasil, 11-18, p. 247-256.
- Vijaykrishna D, Jeewon R, Hyde KD. 2006. Molecular taxonomy, origins and evolution of freshwater ascomycetes. *Fungal Diversity*. 23:351–390.
- Vrijmoed LLP, Hyde KD, Jones EBG. 1994. Observations on mangrove fungi from Macau and Hong Kong with the description of two new ascomycetes: *Diaporthe salsuginosa* and *Aniptodera haispora*. *Mycological Research*. 98(6):699–704.
- Vu D, Groenewald M, de Vries M, Gehrman T, Stielow B, Eberhardt U, Al-Hatmi A, Groenewald JZ, Cardinali G, Houbraken J, et al., 2019. Large-scale generation and analysis of filamentous fungal DNA barcodes boosts coverage for kingdom fungi and reveals thresholds for fungal species and higher taxon delimitation. *Studies in Mycology*. 92:135–154.
- Wong KM, Hyde KD. 2001. Diversity of fungi on six species of Gramineae and one species of Cyperaceae in Hong Kong. *Mycological Research*. 105(12):1485–1491.
- Wong SW, Hyde KD, Jones EBG, Moss ST. 1999. Ultrastructural studies on the aquatic ascomycetes *Annulatascus velatisporus* and *A. triseptatus* sp. nov. *Mycological Research*. 103:561–571.
- Zelski SE, Raja HA, Miller AN, Barbosa FR, Shearer CA. 2011. *Longicollum biappendiculatum* gen. et sp. nov., a new freshwater ascomycete from the Neotropics. *Mycosphere*. 2:539–545.
- Zhang SN, Abdel-Wahab MA, Jones EBG, Hyde KD, Liu JKJ. 2019. Additions to the genus *Savoryella* (Savoryellaceae), with the asexual morphs *Savoryella nypae* comb. nov. and *S. sarushimana* sp. nov. *Phytotaxa*. 408(3):195–207.

APÊNDICE B- NOVA ESPÉCIE DE *AQUASTROMA* (PLEOSPORALES, DOTHIDEOMYCETES) DE ASCOMICETOS AQUÁTICOS DAS PRAIAS ESTUARINAS DA AMAZÔNIA BRASILEIRA

NEW SPECIES OF AQUASTROMA (PLEOSPORALES, DOTHIDEOMYCETES) OF AQUATIC ASCOMYCETES FROM THE BRAZILIAN AMAZON ESTUARINE BEACHES

Artigo submetido a Acta Biologica Brasiliensia.

Carolina Ribeiro Silva^{a*} and Luis Fernando Pascholati Gusmão^b

^a Departamento de Micologia, Programa de Pós-graduação em Biologia de Fungos, Universidade Federal de Pernambuco, Recife, Brasil;

^b Departamento de Biologia, Programa de Pós-Graduação em Botânica, Universidade Estadual de Feira de Santana, Feira de Santana, Brasil.

*crsilvabio@gmail.com

Resumo

Aquastroma aquaticus sp. nov., é um sapróbio de madeira em decomposição coletada na zona entremarés em praias fluviais da Ilha do Mosqueiro, Pará, Brasil. O táxon encontrado apresenta as principais características do gênero monotípico *Aquastroma*, mas difere da espécie tipo do gênero pela dimensão e morfologia do asco. Descrições morfológicas e ilustrações são apresentadas para todas as espécies.

Palavras-chave: estuário, Dothideomycetes, madeira, ascomycetes tropical

Abstract

Aquastroma aquaticus sp. nov., is a saprobe from decaying wood collected in the intertidal zone on river beaches of Ilha do Mosqueiro, Pará, Brazil. The taxon found presents the main characteristics of the monotypic genus *Aquastroma*, but differs from the type species of the genus by the size and morphology of the ascus. Morphological descriptions and illustrations are presented for all species.

Keywords: estuary, dothideomycetes, wood, tropical ascomycetes

Introdução

A família Parabambusicolaceae, Pleosporales, é composta por nove gêneros e cerca de 16 espécies, sendo a maioria de seus registros restritos a países asiáticos ¹. *Aquastroma* foi introduzido como um gênero monotípico por Kaz. Tanaka & K. Hiray com *A. magniostiolatum* como tipo². Hospeda-se em madeira ou galho de água doce ^{2,3}. O gênero é caracterizado por ascomas globosos dispersos a agrupados, imersos a erumpentes em vista de superfície; asco fissitunicado, estipitado, clavado, com 8 ascósporos; Ascósporos clavados a fusiformes, com septo primário supramediano, multiseptado, constricto nos septos, hialino, circundado por bainha ².

Este estudo visa aumentar o conhecimento sobre a diversidade de ascomicetos sexuais na Amazônia estuarina, contribuir para sua distribuição geográfica e ilustrar e descrever uma nova espécie, *Aquastroma aquaticus*, do Brasil.

Metodologia

As madeiras em decomposição foram coletadas na zona entremarés das praias da Ilha do Mosqueiro. As amostras foram lavadas na água do rio para retirar o excesso de areia, acondicionadas em sacos Zip-lock e transportadas para o Laboratório de Micologia da Universidade Estadual de Feira de Santana, BA. As amostras foram processadas de acordo com Castañeda-Ruiz et al., (2016)⁴ e examinados regularmente dentro de 12 meses sob um estereomicroscópio Leica EC3 para observação e coleta das estruturas reprodutivas de ascomicetos. O corte anatômico foi feito manualmente e as montagens das lâminas foram preparadas em água destilada, azul de algodão e no reagente de Melzer. As lâminas foram examinadas em um microscópio Olympus BX51 com óptica de interferência Nomarski e foram tiradas fotomicrografias da nova espécie. O substrato vegetal com o espécime coletado foi depositado no Herbário da Universidade Estadual de Feira de Santana (HUEFS), Brasil.

Resultado e discussão

Taxonomia

***Aquastroma aquaticus* C. R. Silva & Gusmão**

Fig 1

Ascomata solitário a agregado, semi-imerso a erumpente, subgloboso a globoso, preto, com ostíolo. Pseudoparáfises, septadas, ramificadas e anastomosadas, hialinas. Asco 265–325 × 20–31.8 μm, 8 esporos, bitunicado, fissitunicado, clavado, pedicelado, hialino. Ascósporos 31.2–41.2 × 7.5–10 μm, sobrepostos biseriados a triseriados, clavados a fusiformes, ligeiramente curvado, estreito em

direção ao apice, gutulados, 5–7 septados, constritos nos septos, células acima do septo central mais largas, lisos, tornados castanho quando maduro, circundado por bainha mucilaginosa, hialino.

Embora *Aquastroma* Kaz. Tanaka & K. Hiray. e *Neoaquastroma* Wanas., E.B.G. Jones & K. D. Hyde tem muitas semelhanças morfológicas, são filogeneticamente distintos, *Neoaquastroma* tem ascomas imersos, pedicelo curto^{5,6,7}. *Quintaria* Kohlm. & Volkm.-Kohlm. difere por apresentar ascomas imersos com ostíolos curtos às vezes achatados e pseudoparáfises trabeculadas⁸. A espécie encontrada difere de *Aquastroma magniostiolata* principalmente nas dimensões dos ascos, bem mais comprido que os registros já citados por^{2,3,9}.

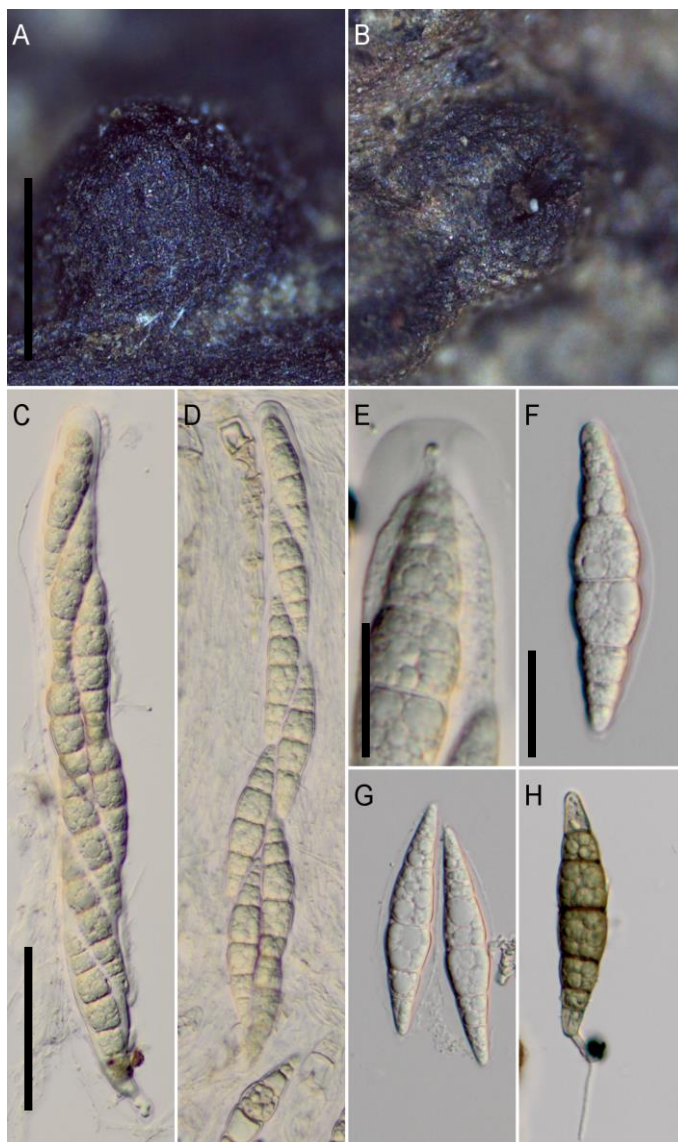


Figure 1- *Aquastroma aquaticus* (HUEFS holotype). AB. Ascomata surface. CD. Ascus. E. Detail of apical part of asci. F-H Ascospores. Scale bars AB = 0.2 mm. CD = 50 µm. E = 10 µm. F–H = 20 µm.

Conclusão

Como resultado do estudo uma espécie nova pertencente ao gênero *Aquastroma*, foi descoberta numa área de estuário amazônico com base em análise morfológica, dessa forma o trabalho irá contribuir para o conhecimento sobre a diversidade de ascomycetos sexuais na Amazônia estuarina, visto que os trabalhos são escassos nessa área.

Referências

- (1) Xie, N; Phookamsak, R; Jiang, H; Zeng, YJ; Zhang, H; Xu, F; Lumyong, S; Xu, S; Hongsanan, S. 2022. Morpho-Molecular Characterization of Five Novel Taxa in Parabambusicolaceae (Massariaceae, Pleosporales) from Yunnan, China. *Journal of Fungi*. 8(2): 108.
- (2) Tanaka, K; Hirayama, K; Yonezawa, H; Sato, G; Toriyabe, A; Kudo, H; Hashimoto, A; Matsumura, M; Harada, Y; Kurihara, Y. 2015. Revision of the Massariaceae (Pleosporales, Dothideomycetes). *Stud Mycol*. 82:75–136.
- (3) Dong, W; Wang, B; Hyde, KD; McKenzie, EHC; Raja, HA; Tanaka, K; Abdel-Wahab, MA; Abdel-Aziz, FA; Doilom, M; Phookamsak, R; Hongsanan, S; Wanasinghe, DN; Yu, XD; Wang, GN; Yang, H; Yang, J; Thambugala, KM; Tian, Q; Luo, ZL; Yang, JB; Miller, AN; Fournier, J; Boonmee, S; Hu, DM; Nalumpang, S; Zhang, H. 2020. Freshwater Dothideomycetes. *Fungal Diversity*. 105: 319–575.
- (4) Castañeda-Ruiz, RF; Heredia, G; Gusmão, LFP; Li, DW. 2016. Fungal diversity of Central and South America. In: Li, D.W. (Ed.) *Biology of Microfungi*. Springer International Publishing, Switzerland. 197–217.
- (5) Wanasinghe, DN; Hyde, KD; Konta, S; To-Anun, C; Jones, EG. 2017. Saprobiic Dothideomycetes in Thailand: *Neoaquastroma* gen. nov. (Parabambusicolaceae) introduced based on morphological and molecular data. *Phytotaxa*. 302: 133–144.
- (6) Phookamsak, R.; Jiang, HB; Suwannarach, N; Lumyong, S; Xu, JC; Xu, S; Liao, CF; Chomnunti, P. 2022 Bambusicolous Fungi in Pleosporales: Introducing Four Novel Taxa and a New Habitat Record for *Anastomitrabeculia didymospora*. *Journal of Fungi*. 8 (6): 630.
- (7) Wijayawardene NN; Hyde, KD; Dai, DQ; Sanchez-Garcia, M; Goto, BT; Saxena, RK; Erdogdu, M; Selçuk, F; Rajeshkumar, KC; Aptroot, A; Błaszczowski, J; Boonyuen, N; da Silva, GA; de Souza, FA; Dong, W; Ertz, D; Haelewaters, D; Jones, EBG; Karunarathna, SC; Kirk, PM; Kukwa, M; Kumla, J; Leontyev, DV; Lumbsch, HT; Maharachchikumbura, SSN; Marguno, F; Martínez-Rodríguez, P; Mešić, A; Monteiro, JS; Oehl, F; Pawłowska, J; Pem, D; Pfliegler, WP; Phillips, AJL. Pošta, A; He, MQ; Li, JX; Raza, M; Sruthi, OP; Suetrong, S; Suwannarach, N; Tedersoo, L; Thiyagaraja, V; Tibpromma, S; Tkáčec, Z; Tokarev, YS; Wanasinghe, DN; Wijesundara, DSA; Wimalaseana, SDMK; Madrid, H; Zhang, GQ; Gao, Y; Sánchez-Castro; Zang, LZ; Stadler, M; Yurkov, A; Thines, M. 2022 Outline of Fungi and fungus-like taxa. *Mycosphere* 13: 55–453.
- (8) Kohlmeyer, J; Volkmann-Kohlmeyer, B (1991). Illustrated key to the filamentous marine fungi. *Botanica Marina*. 34: 1–61.
- (9) Chethana, KWT; Niranjana, M; Dong, W; Samarakoon, MC; Bao, DF; Calabon, MS; Chaiwan, N; Chuankid, B; Dayarathne, MC; de Silva, NI, Devadatha, B; Dissanayake, AJ, Goonasekara, ID;

Huanraluek, N; Jayawardena, RS; Karunarathna, A; Luo ZL; Marasinghe, DS; Ma, XY; Norphanphoun, C; Pem, D; Perera, RH; Rathnayaka, AR; Raspé, O; Samarakoon, BC; Senwanna, C; Sun, YR; Tang, X; Thiyagaraja, V; Tennakoon, DS; Zeng, M; Zeng, XY; Zhang, JY; Zhang, SN; Bulgakov, TS; Camporesi, E; Sarma, VV; Wang, Y; Bhat, DJ; Hyde, KD. 2021. AJOM new records and collections of fungi: 101–150. Asian J Mycol. 4:113–260