



**MINISTÉRIO DA EDUCAÇÃO
MINISTÉRIO DA CIÊNCIA, TECNOLOGIA E INOVAÇÃO
UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DA AMAZÔNIA – UFRA
MUSEU PARAENSE EMÍLIO GOELDI – MPEG
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIAS BIOLÓGICAS – BOTÂNICA
TROPICAL**

BEATRIZ VALENTE MIGLIO

**FUNGOS CONIDIAIS ASSOCIADOS AO FOLHEDO DE *Euterpe oleracea* Mart. EM
TRÊS ÁREAS DA AMAZÔNIA ORIENTAL, PARÁ, BRASIL**

BELÉM

2022

BEATRIZ VALENTE MIGLIO

**FUNGOS CONIDIAIS ASSOCIADOS AO FOLHEDO DE *Euterpe oleracea* Mart. EM
TRÊS ÁREAS DA AMAZÔNIA ORIENTAL, PARÁ, BRASIL**

Dissertação de mestrado apresentada à Universidade Federal Rural da Amazônia, como parte das exigências do Curso de Pós-Graduação em Ciências Biológicas: área de concentração Botânica Tropical, para obtenção do título de Mestre.

Orientadora: Profa. Dr^a Josiane Santana Monteiro

BELÉM

2022

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP)
Bibliotecas da Universidade Federal Rural da Amazônia
Gerada automaticamente mediante os dados fornecidos pelo(a) autor(a)

M634f Miglio, Beatriz Valente
Fungos conidiais associados ao folheto de *Euterpe oleracea* mart. em três áreas da
Amazônia Oriental, Pará, Brasil / Beatriz Valente Miglio. - 2022.
95 f. : il. color.

Dissertação (Mestrado) - Programa de PÓS-GRADUAÇÃO em Ciências Biológicas (CB), Campus
Universitário de Belém, Universidade Federal Rural Da Amazônia, Belém, 2022.
Orientador: Profa. Dra. Josiane Santana Monteiro

1. Fungos conidiais. I. Monteiro, Josiane Santana , *orient.* II. Título

CDD 581.98115

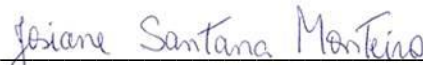
BEATRIZ VALENTE MIGLIO

**FUNGOS CONIDIAIS ASSOCIADOS AO FOLHEDO DE *Euterpe oleracea* Mart. EM
TRÊS ÁREAS DA AMAZÔNIA ORIENTAL, PARÁ, BRASIL**

Dissertação apresentada à Universidade Federal Rural da Amazônia e ao Museu Paraense
Emílio Goeldi, como parte das exigências do Curso de Pós-Graduação em Ciências
Biológicas: área de concentração Botânica Tropical, para obtenção do título de Mestre.

Aprovada em 28 de abril de 2022

BANCA EXAMINADORA



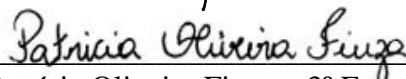
Dr.^a. Josiane Santana Monteiro – Orientadora
Instituto Tecnológico Vale – ITV



Dr. Antonio Hernández Gutiérrez – 1º Examinador
Universidade Federal do Pará – UFPA



Dr. Luís Fernando Pascholati Gusmão – 2º Examinador
Universidade Estadual de Feira de Santana – UEFS



Dr.^a. Patrícia Oliveira Fiuza – 3º Examinador
Universidade Federal do Rio Grande do Norte – UFRN



Dr.^a. Adriene Mayra da Silva Soares – Suplente
Universidade Federal Rural da Amazônia – UFRA

DEDICATÓRIA

Dedicado a minha mãe, Ilacir Valente.

AGRADECIMENTOS

A Deus, que me concedeu sabedoria e resiliência para a conclusão desta pesquisa em um período atípico de pandemia, e por me mostrar que tudo tem seu tempo;

À Universidade Federal Rural da Amazônia e ao Museu Paraense Emílio Goeldi, pela honra de ingressar na Pós-Graduação e usufruir de toda a infraestrutura de suas instituições de ensino e pesquisa;

Ao Greenpeace pela bolsa concedida;

A todos os professores/pesquisadores do PPGBot que contribuíram para minha formação;

A todos os funcionários da Coordenação de Botânica do MPEG, pela convivência diária regada de profissionalismo, cordialidade e gentileza;

Agradeço ao senhor Suzennado Vinagre de Souza e sua irmã Cléia Viangre (Acará), além de o senhor Rui (Ilha do Combu) e senhora Edinilza Sales Araújo (Santa Bárbara do Pará), por serem muito receptivos, carinhosos e atenciosos, e por terem disponibilizado suas propriedades e apoiado a execução desse projeto;

À minha orientadora Dr^a Josiane Santana Monteiro, pelos preciosos ensinamentos sobre os fungos, pela paciência, além da dedicação e compromisso com a pesquisa e por todos os momentos que passamos juntas;

À Dra. Helen Sotão, pelos conselhos valiosos e por ser uma referência de perseverança e amor pelos fungos;

Ao Dr. Hilton Costi e Dra. Laura Miglio do Laboratório de Microscopia Eletrônica de Varredura (MEV), que me auxiliaram na obtenção das imagens que compõem este trabalho;

Aos colegas da turma de Mestrado de 2020/2022 do PPGBot, mesmo que não tenhamos convivido devido à pandemia, o pouco contato que tivemos foram preciosos;

A minha mãe Ilacir Valente, que me ama incondicionalmente e nunca mediu esforços para me proporcionar uma vida feliz e confortável. Espero um dia retribuir tudo o que faz por mim;

A minha tia Iladir Valente, minha segunda mãe e que também faz de tudo para me ver feliz;

Ao meu afilhado Fidel Peixoto, que me transmite forças todos os dias;

Às minhas amigas Andreza Euládia, Luiza Romeiro, Fabricia Paz e Thayná Karina, por todo amor e carinho, risadas e bons momentos, além de todos os preciosos conselhos ao longo da minha caminhada;

Agradeço a todos que cruzaram meu caminho, e que de alguma forma contribuíram para meu desenvolvimento acadêmico e pessoal. Muito obrigada!

RESUMO

Os fungos conidiais são importantes agentes decompositores na cadeia trófica, participando da quebra de compostos orgânicos da serapilheira, sendo um dos seus primeiros colonizadores, além de também atuarem como parasitas em plantas e animais e ocorrerem como endofíticos em tecidos vegetais. Com isso, o objetivo desse trabalho foi realizar um estudo taxonômico dos fungos conidiais (Ascomycota) associados a partes em decomposição do folheto de *Euterpe oleracea* Mart. em áreas florestais e áreas de plantio na Amazônia oriental, Pará, Brasil. Foram realizadas duas coletas nos meses de dezembro/2020 e junho/2021, onde se selecionaram 15 indivíduos de *E. oleracea* por área e foram coletadas amostras de substratos em decomposição (bainhas, cachos, folíolos, pecíolos, raques), totalizando 225 amostras. As amostras foram submetidas à técnica de lavagem em água corrente e, posteriormente, acondicionadas em câmara-úmida por até 45 dias. As estruturas reprodutivas dos fungos foram visualizadas em estereomicroscópio e montadas em lâminas semipermanentes para análise morfológica e identificação. No total foram identificadas 68 espécies de fungos conidiais, distribuídas em 55 gêneros, 23 famílias, 15 ordens e quatro classes. A maior parte dos fungos ocorreu em substratos lignificados, principalmente bainhas, raques e pecíolos. Os resultados apontam para existência de uma diversidade considerável de fungos conidiais atuando como decompositores de substratos de *E. oleracea* em áreas de floresta e plantio. Este estudo ampliou o conhecimento dos fungos presentes na região Amazônica, com seis novos registros para a Amazônia brasileira (*Arachnophora polybrachiata*, *Dictyosporium araucariae*, *Dictyosporium tetrasporum*, *Ellisembia bambusicola*, *Parasymphodiella lauri*, *Penzigomyces australiensis*), três para o Brasil (*Mycelephas robustus*, *Parasymphodiella eucalypti* e *Polytretophora calcarata*) e quatro para o Continente Americano (*Acrodictys balladynae*, *Didymobotryum korthalsiae*, *Melanographium laxum* e *Wiesneriomyces conjunctosporus*), além da descrição de uma nova espécie (*Anaexserticlava amazonica*).

Palavras-chave: Areaceae. Ascomycota. Hifomicetos. Microfungos. Taxonomia.

ABSTRACT

Conidial fungi are important decomposers agents present in the trophic chain, acting to break down organic debris, being one of its first colonizers; they also act as parasites in plants and animals and endophytes in plant tissues. Therefore, the objective of this work was to carry out a taxonomic study of conidial fungi (Ascomycota) associated to decomposing parts of leaf litter of *Euterpe oleracea* Mart. litter in forest areas and plantation areas in the eastern Amazon, Pará, Brazil. Two collections were carried out in December/2020 and June/2021, where 15 individuals of *E. oleracea* were selected per area and samples of decaying substrates (sheaths, bunches, leaflets, petioles, rachis) were collected, totaling 225 samples. The samples were submitted to the washing technique in running water and, later, conditioned in a humid chamber for up to 45 days. The reproductive structures of the fungi were visualized under a stereomicroscope and mounted on semi-permanent slides for morphological analysis and identification. In total, 68 species of conidial fungi were identified, distributed in 55 genera, 23 families, 15 orders, and four class. Most fungi occurred on lignified substrates such as sheaths, rachis, and petioles. The data indicate a high diversity of conidial fungi acting as decomposers of *E. oleracea* substrates in forest and plantation areas. This study expanded the knowledge of fungi present in the Amazon region, with six new records for the Brazilian Amazon (*Arachnophora polybrachiata*, *Dictyosporium araucariae*, *Dictyosporium tetrasporum*, *Ellisemia bambusicola*, *Parasympodiella lauri*, *Penzigomyces australiensis*), three for Brazil (*Mycelephas robustus*, *Parasympodiella eucalypti*, and *Polytretophora calcarata*) and four for the American Continent (*Acrodictys balladynae*, *Didymobotryum korthalsiae*, *Melanographium laxum*, and *Wiesneriomyces conjunctosporus*), in addition to the description of a new species (*Anaexserticlava amazonica*).

Keywords: Arecaceae. Ascomycota. Hyphomycetes. Microfungi. Taxonomy.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1 -	Mapa dos pontos de coleta.....	24
Figura 2 -	Fotografias das áreas de coleta.....	26
Figura 3 -	Etapas do processamento das amostras coletadas.....	28
Figura 4 -	<i>Acrodictys balladynae</i>	55
Figura 5 -	<i>Didymobotryum korthalsie</i>	56
Figura 6 -	<i>Melanographium laxum</i>	58
Figura 7 -	<i>Parasympodiella eucalypti</i>	60
Figura 8 -	<i>Polytretophora calcarata</i>	62
Figura 9 -	<i>Wiesneriomyces conjunctosporus</i>	64
Figura 10 -	Mapa da Ilha do Combu (área de estudo), localizada em Belém, Pará, Brasil.....	77
Figura 11 -	<i>Mycelephas robustus</i>	79
Figura 12 -	<i>Anaexserticlava</i> sp. nov.....	88

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 -	Espécies de fungos associados à <i>E. oleracea</i> , com os respectivos substratos, grupo ecológico e local.....	47
Tabela 2 -	Variações dimensionais de conidióforos, células conidiogênicas e conídios das espécies de <i>Mycelephas</i> (valores mínimos e máximos de comprimento e largura).....	81

SUMÁRIO

1	CONTEXTUALIZAÇÃO	12
2	REFERENCIAL TEÓRICO	14
2.1	Decomposição da serapilheira.....	14
2.2	Fungos conidiais na Amazônia.....	16
2.3	Fungos em palmeiras.....	18
2.4	Caracterização e importância do açaí.....	20
2.5	Fungos associados ao açaizeiro.....	22
3	MATERIAL E MÉTODOS	24
3.1	Área de estudo.....	24
3.2	Coleta, identificação e ilustração de fungos.....	25
3.3	Organização da dissertação.....	29
	REFERÊNCIAS	30
4	<i>Checklist e novos registros de fungos conidiais associados à <i>Euterpe oleracea</i> Mart. (Arecaceae) no Brasil</i>	42
	Resumo.....	42
	Abstract.....	42
	Introdução.....	43
	Material e métodos.....	44
	Resultados.....	45
	Discussão.....	64
	Conclusões.....	66
	Agradecimentos.....	67
	Referências.....	67
5	<i>Mycelephas robustus (Ascomycota incertae sedis) redescoberto na Amazônia após 37 anos</i>	75
	Resumo.....	75
	Abstract.....	75
	Introdução.....	76
	Material e métodos.....	76
	Resultados.....	78
	Discussão.....	82

	Agradecimentos.....	82
	Referências.....	83
6	<i>Anaexserticlava</i> sp. nov., um novo microfungo da Amazônia brasileira.....	85
	Resumo.....	85
	Abstract.....	85
	Introdução.....	86
	Material e métodos.....	86
	Resultados.....	87
	Agradecimentos.....	89
	Referências.....	90
7	CONSIDERAÇÕES FINAIS.....	92
	ANEXO A - Relação de espécies e gêneros de fungos conidiais encontrados no presente estudo em cada substrato e áreas de coleta.....	93

1 CONTEXTUALIZAÇÃO

Euterpe oleracea Mart., mais conhecida como açai, é uma palmeira nativa da Amazônia, encontrada principalmente nas áreas de várzea nos estados do Amapá, Maranhão, Mato Grosso, Pará e Tocantins, assim como em países da América do Sul como Colômbia, Venezuela, Equador, Suriname, Guiana Francesa e Guiana, e da América Central como o Panamá (MIRANDA *et al.*, 2012; EMBRAPA, 2005). Esta é uma espécie que desperta grande interesse comercial devido suas aplicações na indústria alimentícia (polpa do fruto e palmito do caule), aliada à grande quantidade presente na região Amazônica e à facilidade de extração (MIRANDA *et al.*, 2012).

A serapilheira é constituída principalmente por material de origem vegetal como folhas, flores, ramos, cascas e sementes e, em uma proporção menor, de origem animal como restos e fezes, que ficam depositados na superfície do solo de uma floresta (MARTINS, 2009). Tanto em sistemas naturais quanto agrícolas, a serapilheira atua como principal fonte de matéria orgânica e fertilidade do solo através da ação decompositora de microrganismos. Os fungos são um dos principais responsáveis pela decomposição, uma etapa fundamental da ciclagem de nutrientes; e a composição e qualidade da serapilheira podem influenciar a diversidade de grupos microbianos que irão atuar em diferentes substratos (COTRUFO *et al.*, 2013; MAIA, 2003).

As condições abióticas do interior da serapilheira, como temperatura e umidade, assim como a composição química, podem apresentar alta variabilidade. Tais fatores afetam os fungos durante a decomposição do material vegetal, pois estes possuem capacidades de decomposição distintas em função do aparato enzimático disponível. Isto pode ajudar a entender como a riqueza de espécies fúngicas afeta positivamente a decomposição da serapilheira. De acordo com Attenschwiler, Tiunov e Scheu (2005) a diversidade de espécies decompositoras que compõe a serapilheira pode influenciar significativamente a decomposição e a liberação de nutrientes para o solo, sendo muito importantes para a comunidade de organismos presentes e para o funcionamento dos ecossistemas.

Dentre os organismos que colonizam e decompõem a serapilheira, os fungos conidiais contribuem de forma significativa para o equilíbrio da cadeia trófica (DIX; WEBSTER, 1995). Esses fungos compõem um grupo polifilético e heterogêneo, em que a maioria das espécies do grupo está filogeneticamente relacionada ao filo Ascomycota, enquanto um número reduzido de espécies pertence ao filo Basidiomycota (SEIFERT *et al.*, 2011).

Estes fungos são caracterizados pela produção mitótica de propágulos, nomeados de conídios (ALEXOUPOULOS; MIMS; BLACKWELL, 1996; KIRK; CANNON; MINTER, 2008). Atualmente, com os avanços dos estudos filogenéticos, uma parte significativa das espécies está classificada nas classes Dothideomycetes, Eurotiomycetes, Leotiomycetes e Sordariomycetes (SEIFERT *et al.*, 2011). Para estudos taxonômicos são reconhecidos artificialmente dois grupos morfológicos principais, que possibilitam a identificação destes fungos: coelomicetos e hifomicetos (KIRK; CANNON; MINTER, 2008). De acordo com Hyde, Fröhlich e Taylor (1997), aproximadamente 1.580 fungos foram registrados sobre palmeiras, incluindo 660 fungos conidiais, o que indica que essas plantas suportam alta diversidade desses fungos. Na Amazônia brasileira, são poucos os estudos relatando fungos sobre palmeiras (FARR, 1980; GUTIÉRREZ; MONTEIRO; SOTÃO, 2009; MONTEIRO; GUTIÉRREZ; SOTÃO, 2010; MONTEIRO *et al.*, 2018; MONTEIRO; SARMENTO; SOTÃO, 2019). Os trabalhos de Rodrigues e Samuels (1992) e Rodrigues (1994) apresentaram os primeiros registros de fungos conidiais endofíticos associados a palmeiras do açazeiro (*E. oleracea*).

A escassez de estudos sobre a diversidade de fungos na Amazônia, especialmente fungos conidiais sapróbios, aliada à rápida degradação da sua vegetação, evidenciam a necessidade de estudos intensos e urgentes, principalmente em áreas que estão mais expostas à perda de áreas verdes devido aos processos antrópicos (CASTRO, GUTIÉRREZ; SOTÃO, 2011). Na Amazônia somente a Ilha do Combu apresenta estudos prévios sobre fungos conidiais decompositores associados a esta palmeira (CASTRO; GUTIÉRREZ; SOTÃO, 2011, 2012; SANTOS *et al.*, 2018) que resultaram na identificação de 95 espécies, incluindo vários novos registros.

Embora exista uma alta riqueza de fungos associados a palmeiras (HYDE *et al.*, 2007), poucas espécies amazônicas apresentam informações sobre a micobiota associada. Assim, a palmeira *E. oleracea* (açazeiro), amplamente distribuída no ambiente amazônico e com importante valor econômico e cultural para os povos desta região, se torna um interessante substrato para investigar as espécies de fungos conidiais associadas a esta planta e gerar adições ao conhecimento dos fungos amazônicos. Com isso, o objetivo desse trabalho foi realizar um estudo taxonômico dos fungos conidiais (Ascomycota) associados a partes em decomposição de *E. oleracea* em áreas florestais e áreas de plantio na Amazônia Oriental, Pará.

2 REFERENCIAL TEÓRICO

2.1. Decomposição da serapilheira

A serapilheira é composta por uma camada de resíduos vegetais que se encontram na superfície do solo, sendo as folhas a fração mais significativa no processo de devolução de nutrientes para o solo devido seu tecido fisiologicamente mais ativo e uma taxa de decomposição mais acelerada (CARPI-JUNIOR, 2001; GODINHO *et al.*, 2013). De acordo com Spain (1984), a formação da camada de serapilheira depende muito da produção e da velocidade com que ocorre a decomposição de matéria orgânica no solo, que sempre varia de acordo com a composição desse solo, os agentes decompositores presentes nele, além das condições ambientais como temperatura, umidade e propriedades físicas do solo.

Segundo Golley (1978), a produção e decomposição da serapilheira é o processo básico pelos quais a matéria orgânica e os nutrientes fluem da vegetação para a superfície do solo, o que é crítico para o funcionamento dos ecossistemas, especialmente em florestas tropicais com solos pobres em nutrientes. A quantidade de acúmulo de serapilheira se deve a fatores como latitude, altitude, precipitação e evapotranspiração (BRAY; GORHAM, 1964; LONSDALE, 1988; MEENTEMEYER; BOX; THOMPSON, 1982).

A decomposição de resíduos orgânicos que se encontram na serapilheira é o principal processo de ciclagem de nutrientes nos ecossistemas florestais (MONTAGNINI; JORDAN, 2002). De forma resumida, inicialmente o material lábil presente no solo começa a se decompor de forma rápida, enquanto substâncias mais resistentes são decompostas de forma mais lenta e essa decomposição lenta pode ser devido ao mecanismo de adsorção, à estabilização dos metabólitos e ao declínio da biomassa no solo (TAUK, 1990). A biodegradação é um processo complexo e multifacetado que envolve um grande número de microrganismos do solo (TAUK, 1990).

De acordo com Didion *et al.* (2016), fatores como o crescimento, senescência e mortalidade das plantas resultam em sum suprimento contínuo de serapilheira, que acumula sobre o solo para ser decomposto por microrganismos. Materiais de alta resistência com elevados teores de lignina e compostos aromáticos dificultam a penetração dos nutrientes no solo (MOREIRA; SIQUEIRA, 2006). Devido a isso, a comunidade saprofítica presente no solo, como os microrganismos e até mesmo alguns animais, exercem um efeito regulador no processo de decomposição (WERNECK; PEDRALLI; GIESEKE, 2001). É importante ressaltar que cerca de 95% da decomposição é realizada por microrganismos, já que estes

possuem um aparato enzimático mais adequado para quebra dos compostos orgânicos da serapilheira (EIRA, 1995; WARDLE; LAVELLE, 1997).

Os fungos presentes no ambiente são essenciais para a manutenção de ecossistemas florestais, pois promovem a mineralização e a solubilização de nutrientes residuais na matéria orgânica presente na serapilheira, para que os nutrientes do solo possam ser reutilizados pelas plantas (PEAY; BARALOTO; FINE, 2013; LODGE; CANTRELL; GONZÁLEZ, 2014; MUELLER *et al.*, 2016). Esses microrganismos são responsáveis direta ou indiretamente pela ciclagem de nutrientes, podendo decompor desde açúcares simples até polissacarídeos como celulose e hemicelulose, compostos como taninos, lignina e húmus e também compostos orgânicos como hidrocarbonetos aromáticos policíclicos de alto peso molecular, e isso tudo é possível através dos seus ricos sistemas enzimáticos (GESSNER *et al.*, 2010). Os fungos também podem degradar substâncias tóxicas, além de permitirem um acúmulo de metais pesados no solo, o que acaba diminuindo sua toxicidade (SANTIAGO; MOTA, 2006; SILAR; DAIROU, 2011).

A organização e o funcionamento das comunidades fúngicas governam as transformações bioquímicas que ocorrem no solo e na serapilheira e são fundamentais para o desenvolvimento e manutenção de práticas agrícolas sustentáveis, as quais podem contribuir para a alteração da disponibilidade de nutrientes e elementos tóxicos no solo, como também para a alteração dos atributos químicos dos solos (GARBEVA; VAN VEEN; VAN ELSAS, 2004; GOMES *et al.*, 2003; LAMBAIS *et al.*, 2005).

A camada de serapilheira representa um dos habitats com maior riqueza de fungos no ambiente. Esses organismos atuam como principais decompositores de matéria orgânica, principalmente celulose e lignina, o que gera biomassa proteica ou pode até servir como alimento para outros organismos como microartrópodes (ROITMAN; TRAVASSOS; AZEVEDO, 1991). A diversidade de fungos encontrados na serapilheira é extensa, porém os estudos indicam que fungos do filo Ascomycota são majoritariamente encontrados nas fases iniciais da decomposição da serapilheira assim como poucos basidiomicetos. Ao longo da decomposição, a quantidade de fungos do filo Ascomycota vai diminuindo e aos poucos sendo substituído por indivíduos do filo Basidiomycota, principalmente os formadores de feixe de hifas, nos estágios posteriores da decomposição (FRANKLAND, 1998; OSONO, 2007).

Dentre os fungos sapróbios, os fungos conidiais são indivíduos que representam a fase assexual do ciclo de vida dos filios Ascomycota e Basidiomycota e podem ser encontrados em diversos tipos de habitats e substratos. Esses fungos são assim chamados devido aos seus

esporos conhecidos como conídios, os quais são resultantes de mitoses que ocorrem no interior das células conidiogênicas presentes nos conidióforos ou em hifas (SEIFERT *et al.*, 2011). Artificialmente são classificados como coelomicetos e hifomicetos, de acordo com a morfologia das estruturas reprodutivas presentes no substrato. Coelomicetos formam estruturas fechadas como picnídios e acérvulos no interior do substrato, enquanto hifomicetos formam conidióforos superficiais, livres ou agrupados em sinêmios ou esporodóquios (KIRK; CANNON; MINTER, 2008). Também ocorre um pequeno grupo conhecido como blastomicetos que inclui leveduras que se reproduzem assexuadamente e estão em algumas ordens de Ascomycota e Basidiomycota (SEIFERT *et al.*, 2011).

Fungos conidiais sapróbios encontrados na serapilheira de florestas têm a capacidade de secretar enzimas hidrolíticas que degradam componentes da parede celular vegetal como a hemicelulose, celulose e pectina (MOORE *et al.*, 2004; SOLINO *et al.*, 2017). Esses fungos atuam nos processos de mineralização e também podem ser mais eficientes na utilização do substrato de carbono disponível, sendo um dos grupos decompositores dominantes nos estágios iniciais da degradação da serapilheira (BLAGODATSKAYA; ANDERSON, 1998).

2.2. Fungos conidiais na Amazônia

Os ambientes amazônicos são propícios à presença de fungos conidiais, especialmente devido a sua dimensão geográfica e variação de habitats, mas os relatos existentes são fragmentados e pontuais (FORZZA *et al.*, 2010; MAIA *et al.*, 2015).

Paul Christoph Hennings foi quem relatou os primeiros fungos conidiais na Amazônia, no início do século XX, os quais foram publicados em volumes da revista *Hedwigia* (BATISTA *et al.*, 1966). Vários grupos de fungos foram descritos, mas os ascomicetos tiveram um destaque importante. Em cinco volumes dessa revista, os fungos conidiais foram registrados nos estados do Amazonas e do Pará (HENNINGS, 1900, 1902, 1904, 1905, 1909).

Na década de 1960, Augusto Chaves Batista avaliou a presença de espécies do gênero *Aspergillus* P. Micheli no solo de algumas áreas da cidade de Bragança e no Baixo Amazonas, ambas localizadas no estado do Pará, além de comunidades de microfungos em solos do estado do Amapá (BATISTA *et al.*, 1967a, 1967b).

Um importante acréscimo ao conhecimento da micobiota da Amazônia foi obtido durante o Projeto Flora Amazônica, na década de 1970. Nos estudos desenvolvidos, destacaram-se os de Samuels (1978a, 1978b, 1978c, 1978d, 1978e, 1978f, 1980) que estudou muitas espécies de ascomicetos, incluindo o relato de fungos conidiais, os quais foram encontrados nos estados do Amazonas e Roraima.

Katz (1980) estudou microfungos decompositores de serapilheira que foram coletados em áreas de terra firme, igapó, campinarana, várzea e liteira submersa em Manaus (AM), o que resultou na coleta de 4.500 espécimes de fungos ascomicetos, basidiomicetos e hifomicetos, sendo que para estes últimos foram identificadas espécies de distribuição mais restrita ou cosmopolita como *Beltrania rhombica* Penz. e *Thozetella* spp., além dos gêneros *Acremonium* Link, *Aspergillus*, *Chloridium* Link, *Paecilomyces* Bainier, *Penicillium* Link, *Pestalotia* De Not., *Scolecobasidium* E.V. Abbott e *Trichoderma* Pers.

Ainda na década de 1980, Dunn *et al.* (1985) descreveram várias espécies de *Penicillium* no Brasil, sendo alguns encontrados nos estados do Amazonas e Pará. Enquanto Farr (1986) catalogou 12 fungos conidiais coletados na margem do Rio Negro durante o Projeto Flora Amazônica, no estado do Amazonas.

Na década dos anos 2000, foram realizados os primeiros estudos na Floresta Nacional de Caxiuanã, no estado do Pará, onde Cruz, Gutiérrez e Gusmão (2008) registraram duas espécies de *Exserticlava* S. Hughes no Brasil e Gutiérrez, Monteiro e Sotão (2009) prepararam uma lista de 42 gêneros de hifomicetos encontrados em folhas de palmeiras coletadas nessa área, dentro do Programa de Biodiversidade da Amazônia (PPBIO). Também para esta unidade de conservação, Monteiro *et al.* (2018) publicaram uma *checklist* dos fungos relatados no período de 1995 a 2013, onde foram apresentadas 56 espécies de fungos conidiais, classificados em 26 gêneros, nove ordens (Chaetosphaeriales, Dothideales, Hypocreales, Magnaporthales, Microascales, Pleosporales, Trichosphaeriales, Tubeufiales e Xylariales) e duas classes (Dothideomycetes e Sordariomycetes), enquanto 19 gêneros e 24 espécies foram designados como '*Incertae Sedis*'.

Ao longo da década de 2010, foram publicados os primeiros estudos sobre fungos conidiais em ambientes aquáticos, em três áreas no estado do Pará. Monteiro, Gusmão e Castañeda-Ruiz (2014a) descreveram a nova espécie *Arachnophora combuensis* J.S. Monteiro, R.F. Castañeda & Gusmão, a qual foi encontrada na Ilha do Combu, em madeira submersa. Gutiérrez (2013) descreveu o novo gênero de fungos helicospóricos *Circinoconiopsis amazonica* coletado na Floresta Nacional de Caxiuanã sobre *Oenocarpus* sp. Monteiro, Gusmão e Castañeda-Ruiz (2014b) também descreveram dois novos microfungos no Parque Estadual do Utinga, enquanto que Monteiro e Gusmão (2014) descreveram duas espécies de *Ceratosporella* Höhn coletadas em plantas em decomposição submersas. *Dictyoaquaphila appendiculata* J.S. Monteiro, L.B. Conc., M.F.O. Marques, Gusmão & R.F. Castañeda foi descrita por Monteiro *et al.* (2016), encontrada em madeira submersa no Parque Ecológico do Gumma.

Também nesta década foram realizados novos acréscimos de fungos conidiais para o estado do Amapá, após os trabalhos de Batista et al. (SILVA; MINTER, 1995). Na Floresta Nacional do Amapá, Carmo et al. (2014) descreveram um novo gênero de fungo conidial, *Anabahusakala* L.T. Carmo, J.S. Monteiro, R.F. Castañeda & Gusmão, tipificado por *Anabahusakala amapensis* L.T. Carmo, J.S. Monteiro, Gusmão & R.F. Castañeda. Posteriormente, Monteiro, Carmo e Sotão (2017) descreveram uma nova espécie de *Bhatia* W.A. Baker & Morgan-Jones, além de novos registros para o local. Enquanto Monteiro, Sarmento e Sotão (2019) forneceram os primeiros dados sobre fungos conidiais associados a nove palmeiras desta unidade de conservação.

Na região metropolitana de Belém (PA), fungos conidiais foram descritos associados a folhas em decomposição de *Cedrela odorata* L. (espécie vulnerável à extinção), ocorrendo o relato de vários novos registros (SANTOS *et al.*, 2018).

2.3. Fungos em palmeiras

As palmeiras são plantas da família Arecaceae que segundo Uhl e Dransfield (1987) representam o grupo mais diverso das monocotiledôneas, com cerca de 2.800 espécies no planeta (JONES, 1984; LORENZI *et al.*, 2004). É uma família com distribuição pantropical e uma diversidade considerável no Brasil, onde já foram registrados 71 gêneros, 375 espécies e 21 variedades (FLORA DO BRASIL, 2020).

As espécies economicamente mais importantes no país são: açaí (*Euterpe oleracea* Mart.), babaçu (*Attalea speciosa* Mart. ex Spreng), buriti (*Mauritia flexuosa* L.), carnaúba (*Copernicia prunifera* (Miller) H.E. Moore), coqueiro (*Cocos nucifera* L.), dendezeiro (*Elaeis guineensis* Jacq.), juçara (*Euterpe edulis* Mart.) e pupunha (*Bactris gasipaes* Kunth) (LORENZI *et al.*, 2004).

Os microfungos do filo Ascomycota associados a palmeiras são mais frequentemente encontrados no tronco, pecíolo e raque da planta, podendo estar acomodados em uma rica variedade de espécies de Arecaceae (HYDE, 1992, 1994). É possível também encontrar uma grande diversidade de fungos nas folhas (HYDE; FRÖHLICH; TAYLOR, 1997) e algumas espécies já foram descritas nas inflorescências (HYDE, 1994).

Os fungos encontrados em palmeiras podem ter vários estilos de vida, como endofíticos, fitopatógenos e sapróbios, principalmente espécies do filo Ascomycota. No geral, pesquisas realizadas com endofíticos em Arecaceae ainda são escassas (RODRIGUES; SAMUELS, 1990; RODRIGUES, 1994; SOUTHCOTT; JOHNSON, 1997; TAYLOR,

HYDE; JONES, 1999; LUMYONG *et al.*, 2009; GUO; HYDE; LIEW, 2000). O registro de doenças em palmeiras é mais comum na literatura e várias espécies já foram descritas (FORSBERG, 1985, 1987; CHASE; BROCHAT, 1991; FRÖHLICH, 1993). O relato de doenças em palmeiras que estão em seu hábitat natural é menos comum, destacando-se fungos que causam manchas foliares (FRÖHLICH; HYDE, 1994; HYDE; CANNON, 1999; SOUZA *et al.*, 2008).

Hyde (1996), a partir da constatação de que a quantidade de fungos encontrados em palmeiras é alta, sugeriu uma razão entre palmeiras e fungos de 1/26, que é consideravelmente mais elevada que a razão mais aceita para outras plantas de 1/6 (HAWKSWORTH, 1991). Se a razão sugerida por Hyde for correta, é possível que exista pelo menos 72.800 táxons de fungos associados a essas plantas, com apenas 1.580 deles já descritos, cerca de 2,2% do total estimado (HYDE; FRÖHLICH; TAYLOR, 1997).

Micologistas clássicos, tais como J.J. Ellis, B.M. Everhart, P.C. Hennings, J.P.F. Montagne, N.T. Patouillard, A.J.O. Penzig, P.A. Saccardo, H. Rehm e F.I. Stevens, H. Sydow e P. Sydow contribuíram significativamente para o estudo de Ascomycota em palmeiras. Na década de 1990 e início dos anos 2000, a equipe de Hyde realizou vários estudos na Austrália e na Tailândia descrevendo várias novas espécies (FRÖHLICH; HYDE, 1994, 1999; YANNA *et al.*, 1998; YANNA; HO; HYDE, 2001; YANNA; HYDE, 2002; PINRUAN *et al.*, 2004; YANNA *et al.*, 2004; PINNOI *et al.*, 2006; HYDE; TAYLOR; FRÖHLICH, 1998; HYDE; ALIAS, 1999; FRÖHLICH; HYDE, 2000; HIDAYAT *et al.*, 2006). Entre os anos de 1994 e 1997, 1.580 microfungos foram documentados sobre palmeiras nos trópicos, onde 650 destes eram ascomicetos (HYDE; FRÖHLICH; TAYLOR, 1997).

A biodiversidade de microfungos associados a palmeiras no Brasil ainda é pouco conhecida devido à falta de especialistas. Porém, indivíduos do filo Ascomycota estudados em palmeiras na América do Sul e no Brasil foram relacionados por Viégas (1961), A.C. Batista (SILVA; MINTER, 1995) e Mendes *et al.* (1998).

Mendes *et al.* (1998) listaram 92 espécies de fungos associados a palmeiras no Brasil e os ascomicetos foram maioria, com um total de 46 táxons descritos. No estado de Pernambuco 38 espécies de ascomicetos foram encontradas sobre palmeiras e apenas seis foram descritos na Bahia, com base em trabalhos realizados por A.C. Batista e colaboradores (SILVA; MINTER, 1995). Recentemente Santos e Vitória (2017), Santos *et al.* (2019), Fortes, Santos e Vitória (2020) e Vitória *et al.* (2016, 2020) identificaram vários microfungos do filo Ascomycota que colonizam palmeiras da espécie *Syagrus coronata* (Mart.) Becc.

2.4. Caracterização e importância do açaí

Euterpe oleracea Mart., conhecida como açaizeiro, é uma espécie nativa da Amazônia, podendo ser encontrada em áreas de várzea, igapó e terra firme (SILVA *et al.*, 2007; VIANNA, 2020). Segundo Leitman *et al.* (2013) o gênero *Euterpe* é constituído por cinco espécies e quatro variedades, distribuídas por todo o Brasil.

O açaizeiro é uma planta cespitosa, podendo ter até 25 estipes por touceira em diferentes estágios de desenvolvimento. Os estipes das plantas adultas apresentam altura e diâmetro variando entre 3 e 30 m e 7 e 18 cm, respectivamente, sustentando, em sua porção terminal, um conjunto de 8 a 14 folhas, sendo cilíndricos, externamente lisos, de cor cinza, com manchas de líquens (HENDERSON; GALEANO, 1996; OLIVEIRA *et al.*, 1998). A altura máxima de um açaizeiro é atingida principalmente em seu ambiente natural, já que existe a competição com outras palmeiras e outras árvores. Em cultivos de açaí, sua altura é mais reduzida devido à falta de competição (OLIVEIRA *et al.*, 2012).

As folhas são compostas, pinadas, de arranjo espiralado, com 40 a 80 pares de folíolos, opostos ou sub-opostos e inseridos em intervalos regulares. Os folíolos são pendentes nos indivíduos adultos e ligeiramente horizontais nos indivíduos jovens, com base obtusa e extremidade apical pontiaguda, apresentando comprimento entre 20 e 50 cm e largura entre 2 e 3 cm. Em cada folíolo encontra-se uma nervura central, proeminente na face adaxial e mais dois conjuntos com duas ou três nervuras, proeminentes na face abaxial, uniformemente distribuídos em relação ao plano divisório da nervura central. O comprimento médio da bainha foliar gira em torno de 1 m, podendo, no entanto, variar de 0,6 a 1,5 m (PRANCE; SILVA, 1975; HENDERSON; GALEANO, 1996).

A inflorescência é infrafoliar, desenvolvendo-se em maior intensidade após a queda da folha e quando aberta apresenta-se disposta quase horizontalmente. Possui pedúnculo, com comprimento entre 5 e 15 cm e diâmetro entre 2,7 e 4 cm (HENDERSON; GALEANO, 1996). É envolvida totalmente por duas brácteas: uma espatela ligular e uma espata de formato navicular e de consistência cartáceo-coriácea. Após a abertura da espata, a espatela cai, concomitantemente, com esta ou, um pouco antes, expondo a inflorescência propriamente dita, do tipo cacho, contendo número variável de ráquias, onde as flores estaminadas e pistiladas encontram-se inseridas em alvéolos. A disposição das flores é ordenada em tríades, de tal forma que cada flor feminina fica ladeada por duas flores masculinas (CAVALCANTE, 1991; HENDERSON; GALEANO, 1996), com exceção do terço terminal de cada ráquila que

apresenta, na maioria dos casos, somente flores masculinas, o que proporciona a presença de 80,5% de flores masculinas e apenas 19,5% de flores femininas na inflorescência (CALZAVARA, 1972).

O fruto do açazeiro é uma drupa globosa ou levemente depressa, apresentando resíduo do estigma lateralmente, com diâmetro variando entre 1 e 2 cm e pesando, em média, 1,5 g. O epicarpo, na maturação, é roxo ou verde, dependendo da variedade. O mesocarpo, com cerca de 1 mm de espessura, é polposo envolvendo um endocarpo volumoso e duro que acompanha, aproximadamente, a forma do fruto e contém em seu interior uma semente, com embrião diminuto e endosperma abundante e ruminado (CAVALCANTE, 1991; HENDERSON; GALEANO, 1996; OLIVEIRA *et al.*, 1998).

O sistema radicular da espécie é do tipo fasciculado relativamente denso, com raízes emergindo do estipe da planta adulta em altura de 30 a 40 cm acima da superfície do solo e, apresentando, nessa situação coloração avermelhada e aproximadamente 1 cm de diâmetro (HENDERSON; GALEANO, 1996). As raízes são providas de lenticelas e aerênquimas e prolongam-se, superficialmente, em torno de 3 a 3,5 m da base do estipe em indivíduos com três anos de idade, podendo em plantas com mais de dez anos, atingir 5 a 6 m de extensão (ANDERSON, 1986).

Os principais produtores de açaí no Brasil são os estados do Pará, Maranhão, Amapá, Acre e Rondônia, sendo o Pará responsável pela produção de 95% do total, tendo de 100 a 180 mil litros/dia apenas na capital Belém (HOMMA; FRAZÃO, 2002; OLIVEIRA *et al.*, 2002). Hoje sua produção já atinge novos mercados no sudeste do país e até alguns países da Europa, além dos Estados Unidos, Japão e China (SILVA, 2002).

A demanda nacional e internacional pelo açaí vem crescendo cada dia mais e isso se deve principalmente às suas propriedades nutricionais e ao teor calórico, pois esse fruto pode ser considerado um alimento rico em proteínas, fibras, lipídios, vitamina E e minerais como o manganês, cobre, boro e cromo. Além disso, o fruto possui alto teor de pigmentos conhecidos como antocianinas, que são muito benéficos para a saúde devido ao favorecimento da circulação sanguínea e também por proteger o organismo contra a arteriosclerose (SOUZA, 2000).

Devido aos caules múltiplos do açazeiro, este passou a ser utilizado também para a produção de palmito, o qual desde a década de 1970 é o principal responsável pela produção nacional, substituindo o palmitreiro (*Euterpe edulis* Mart.), espécie que está ameaçada de extinção (OLIVEIRA *et al.*, 2002).

O aumento na produção de palmito que ocorreu nas últimas três décadas do século XX na Amazônia aconteceu devido às boas condições ecológicas e econômicas, principalmente no Pará. Essas condições se referem principalmente à grande quantidade de açazeiros disponíveis em condições exploráveis, além das condições etnobotânicas da espécie. Porém, o corte indiscriminado da espécie acabava provocando a morte da palmeira e de suas raízes, o que reduzia a produção dos frutos e até mesmo das perfilhações. Isso, em poucos anos, afetou drasticamente a produção dos frutos para a produção do suco do açaí, gerando uma crise de abastecimento alimentar no mercado regional. As tensões e conflitos daí oriundas, entre coletores de frutos e cortadores de palmito, resultaram em ações policiais, criminais e judiciais e ocuparam os noticiários da imprensa diária (MOURÃO, 2010). Hoje, o manejo do açazeiro é altamente recomendado para evitar a redução das reservas naturais dessa planta na Amazônia (MENDONÇA; MOREIRA, 2020).

2.5. Fungos associados ao açazeiro

Os primeiros estudos relatando fungos no açazeiro foram publicados na década de 1990 por Rodrigues & Samuels (1992, 1994). Estes autores descreveram *Idriella amazonica* K.F. Rodrigues & Samuels, *I. asaicola* K.F. Rodrigues & Samuels, *I. euterpes* K.F. Rodrigues & Samuels e o novo gênero *Letendraeopsis palmarum* K.F. Rodrigues & Samuels em nervuras de folíolos e ocorrendo como endofíticos. Rodrigues (1994) estudou a presença de fungos endofíticos nas folhas de *E. oleracea*, e mostrou que a maior parte dos fungos estava nos folíolos das folhas, porém em poucas quantidades, com poucas espécies ocorrendo nas folhas fechadas.

Nascimento e Moraes (2011) realizaram um estudo onde analisaram a associação de fungos às sementes de açaí com o intuito de verificar os efeitos do teor de água, além da temperatura do ambiente de armazenamento na incidência de fungos e na germinação dessas sementes. Os autores constataram que a presença dos fungos dos gêneros *Aspergillus*, *Fusarium* e *Penicillium* durante o armazenamento pode ser muito prejudicial, fazendo com que a semente perca seu poder germinativo. E para melhor viabilizar as sementes e evitar a infestação por esses fungos, os autores recomendaram que o armazenamento seja feito em uma temperatura constante de 20°C e com teor de água em 37 a 43%.

Poucos estudos com fungos micorrízicos associados ao açazeiro já foram realizados. Chu (1999) concluiu que *E. oleracea* é uma espécie dependente de micorrizas e que a inoculação destes vem a ser muito eficaz para aumentar significativamente seu crescimento e

aumento da absorção de nutrientes. Além disso, a autora relatou que as espécies de micorrizas arbusculares *Scutellospora gilmorei* Walker & Sanders e *Acaulospora* sp. são as mais promissoras para serem utilizadas na formação de mudas de açaizeiro em viveiro.

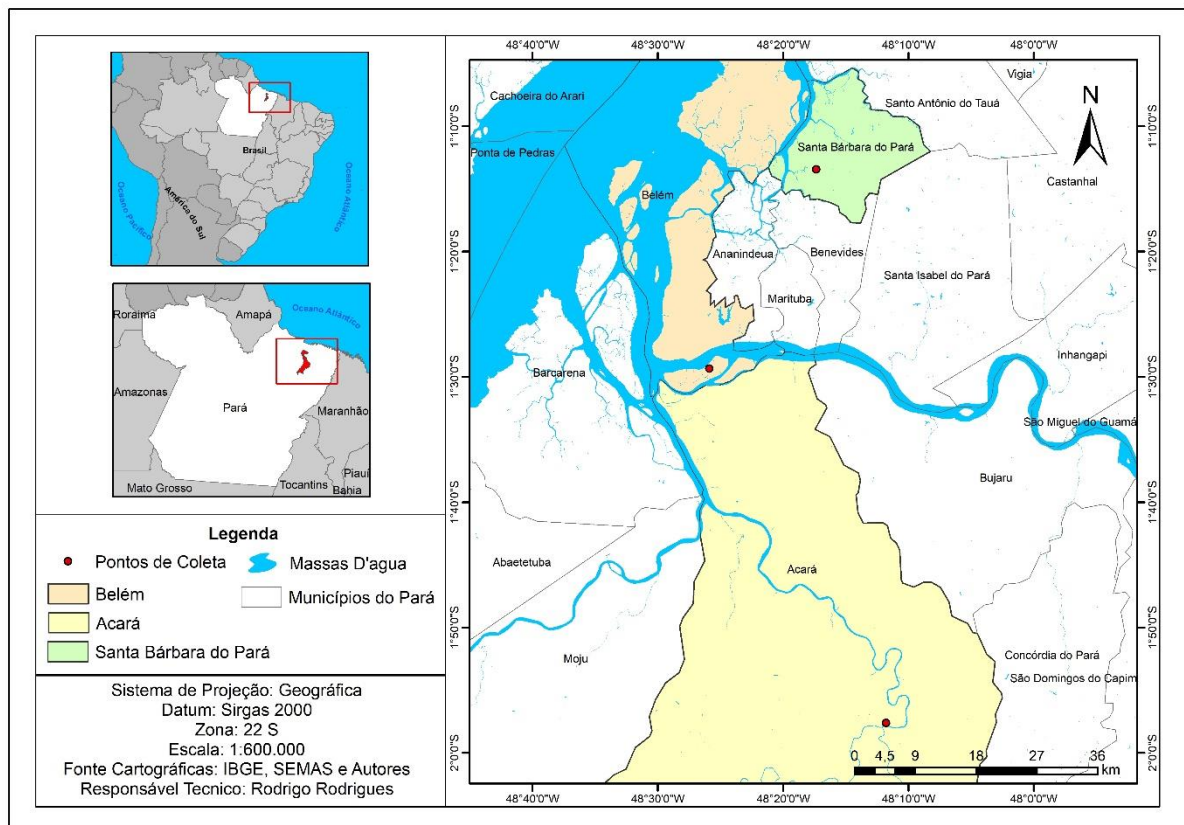
Negrão *et al.* (2009) apresentaram os primeiros registros de fungos conidiais associados a palmeiras do açaizeiro (*E. oleracea*) na Ilha do Combu, com a listagem de seis gêneros. Estudos abordando fungos sapróbios associados a *E. oleracea* foram realizados apenas por Castro, Gutiérrez e Sotão (2011, 2012) na Amazônia, mais especificamente na Ilha do Combu, estado do Pará, resultando em muitos novos registros para a região amazônica, Brasil, América do Sul e Neotrópico.

3 MATERIAL E MÉTODOS

3.1 Área de estudo

Foram realizadas coletas em três áreas do estado do Pará com presença de *E. oleracea*: Vila Vinagre, município do Acará; Área de Proteção Ambiental (APA) Ilha do Combu, em Belém e Assentamento Rio Vermelho no município de Santa Bárbara do Pará (Figura 1).

Figura 1 – Mapa dos pontos de coleta.



Fonte: A autora

O município de Acará pertence à mesorregião do nordeste paraense e à microrregião homogênea de Tomé-Açu. A sede municipal tem as seguintes coordenadas geográficas: 01°57'36" S e 48°11'51" W. O município possui uma área territorial de 4.343,805 km² e população estimada de 55.591 habitantes (IBGE, 2019). O clima da região de Acará na faixa equatorial é do tipo Afi da classificação de Köppen, correspondente ao tropical úmido, com temperatura mensal superior a 18°C, chuvas nas duas estações, precipitação sempre acima de 60 mm, e amplitude térmica anual em torno de 5°C (FAPESPA, 2016). O município de Acará possui vegetação de campina e de campinarana e está em solos de areia branca, classificados como podzol hidromórfico, com lençol freático próximo à superfície. A vegetação de campina

é caracterizada pelo pequeno porte da vegetação e formada por pequenos fragmentos rodeados por areia branca, recobertos com bromélias, orquídeas e líquens, enquanto as campinaranas caracterizam-se pelo porte arbóreo, formando um dossel contínuo, com grande quantidade de espécies epífitas no sub-bosque (EMBRAPA, 2009).

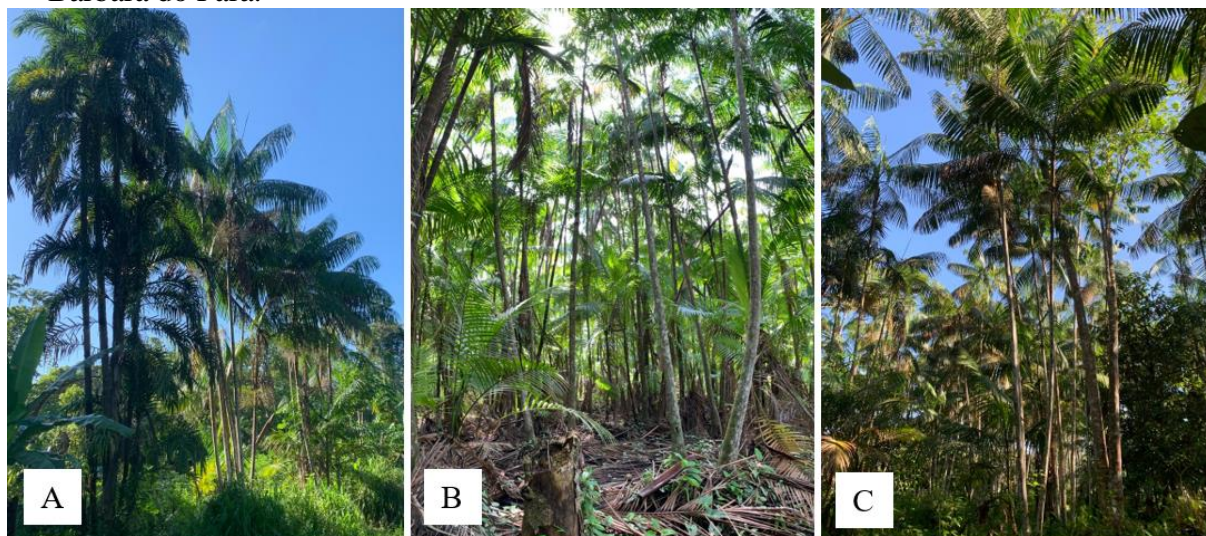
A APA Ilha do Combu (1°25'00" S; 48°25'00" W) está localizada a 1,5 km ao sul da cidade de Belém, Pará, abrangendo aproximadamente 15 km². O clima é do tipo Am, segundo a classificação de Köppen, com precipitação média anual de 2.500 mm e temperatura média anual de 27°C (JARDIM; CUNHA, 1998). A vegetação é composta por espécies arbustivas, herbáceas, lianas de sub-bosque (RODRIGUES et al., 2006), arbóreas como *Carapa guianensis* Aubl., *Hura crepitans* L., *Spondias mombin* L., *Symphonia globulifera* L. f., *Virola surinamensis* (Rol. Ex Rottb.) Warb. e palmeiras como *E. oleacea* (açai) que é dominante (JARDIM; VIEIRA, 2001; CATTANIO; ANDERSON; CARVALHO, 2002).

O município de Santa Bárbara do Pará tem como coordenadas 1°13'27" S, e 48°17'38" W, se estendendo por 278,2 km² e conta com uma população estimada de 21.079 habitantes (IBGE, 2019). A região apresenta clima do tipo Afi – tropical úmido (classificação de Köppen), temperatura média anual em torno de 26°C, com mínima de 22°C e máxima de 31°C, e precipitação pluviométrica anual variando de 2.500 a 3.000 mm, com umidade relativa do ar atingindo cerca de 85% (SUDAM, 1984). A vegetação do município está representada em grande parte por floresta secundária/capoeira, cuja formação é proveniente da cobertura vegetal primária, para a implantação de agricultura e pecuária (SUDAM, 1993).

3.2 Coleta, identificação e ilustração de fungos

Foram realizadas duas coletas nas áreas já citadas (Figura 2) nos meses de dezembro/2020 e junho/2021.

Figura 2 – Fotografias das áreas de coleta. A. Acará. B. Ilha do Combu. C. Santa Bárbara do Pará.



Fonte: A autora (2021).

Em cada área foram selecionados 15 indivíduos para a coleta das amostras de folhas e cachos de palmeiras, com uma distância de 20 a 30 metros entre cada um deles. Uma amostra de bainha, cacho, folíolo, pecíolo e raque foram retirados de cada indivíduo, totalizando 225 amostras por coleta considerando as três áreas. Todos os substratos tiveram o tamanho padronizado de 10 cm de comprimento para que fosse possível comparar as diferentes partes das folhas e cachos analisados. Estes substratos foram cortados com tesoura de poda e acondicionados em sacos de papel kraft. Para estas amostras foram informadas data, localidade, substrato, coordenada geográfica, coletor e número de coleta. Posteriormente, as amostras foram encaminhadas para o Laboratório de Micologia do Museu Paraense Emílio Goeldi (MPEG).

Os substratos foram submetidos à técnica de lavagem em água corrente (modificado de CASTAÑEDA RUIZ *et al.*, 2016) para eliminação de grãos de areia, insetos e outros resíduos que estivessem em sua superfície, além de promover a hidratação do material. Os substratos foram depositados em recipientes plásticos perfurados e alocados em bandejas plásticas, num ângulo de aproximadamente 45°, para que a água escorresse livremente por 30 minutos (Figura 2A–B). Após a lavagem os substratos ficaram sobre folhas de papel toalha por 30 minutos, para a remoção do excesso de água (Figura 2 C). Posteriormente, os substratos foram mantidos em câmaras-úmidas montadas em sacos de polietileno transparentes (5 L) forrados com uma folha de papel-toalha umedecido, os sacos foram amarrados com um nó simples e alocados em uma caixa de isopor (capacidade 170 L), cujas paredes e tampas estavam recobertas por papel-toalha umedecido e no fundo foi adicionado uma fina camada

de água + 10 mL de glicerina para retardar a evaporação da água (Figura 2D–E). Passadas 72 horas o material incubado foi observado com auxílio do estereomicroscópio e revisado periodicamente por 45 dias. As caixas de isopor foram abertas diariamente por 1 hora para circulação do ar e ao serem fechadas, a tampa era borrifada com água para manter a umidade.

Os fungos conidiais visualizados foram retirados com auxílio de agulhas de ponta fina (tipo insulina) e colocados em meio de montagem permanente com resina PVL (álcool polivinílico + lactofenol) (TRAPPE; SCHENCK, 1982) ou semipermanente em lactoglicerol (água destilada + ácido láctico + glicerina) (NEERGAARD et al., 2000). Os espécimes foram identificados em nível específico mediante observação em microscópio óptico das estruturas reprodutivas de importância taxonômica e consultas à literatura especializada (Figura 2F–H) (ELLIS, 1971; MATSUSHIMA, 1975; MERCADO-SIERRA; HOLUBOVÁ-JECHOVÁ; MENA-PORTALES, 1997; SEIFERT et al., 2011). As fotomicrografias dos fungos foram realizadas em microscópio com câmera digital acoplada, a partir de lâminas com as estruturas reprodutivas dos fungos. Lâminas permanentes e amostras das espécies identificadas foram depositadas no Herbário João Murça Pires (MG).

Foram realizadas atualizações taxonômicas e correção dos nomes científicos das espécies, buscando a descrição original para confirmação. Para esta etapa foram utilizados os bancos de dados Index Fungorum (www.indexfungorum.org) e Mycobank (www.mycobank.org).

Para os novos registros foram apresentadas descrições, notas taxonômicas, distribuição geográfica e ilustrações.

Figura 3 – Etapas do processamento das amostras coletadas. A. Substratos coletados. B. Lavagem das amostras em água corrente. C. Secagem em temperatura ambiente. D. Montagem das câmaras-úmidas. E. Acondicionamento das câmaras-úmidas em caixa de isopor forrada com papel-toalha. F. Observação das amostras em estereomicroscópio para confecção de lâminas. G. Observação das lâminas em microscópio para observação das microestruturas. H. Lâminas confeccionadas para visualização e preservação de espécimes.



Fonte: A autora (2021).

3.3 Organização da dissertação

A organização da dissertação apresentada seguiu as normas da Universidade Federal Rural da Amazônia – UFRA. (https://posbot.ufra.edu.br/index.php?option=com_content&view=article&id=257:manuais&catid=64&Itemid=391).

O capítulo 1 trata da contextualização da dissertação.

O capítulo 2 “*Checklist* e novos registros de fungos conidiais associados à *Euterpe oleracea* Mart. (Arecaceae) no Brasil” apresenta uma lista de espécies de fungos associados à *E. oleracea*, descrevendo seis novos registros para o Brasil e Continente Americano. Este capítulo será submetido à revista **Acta Amazonica**.

O capítulo 3 “*Mycelephas robustus* (Ascomycota *incertae sedis*) redescoberto na Amazônia após 37 anos” trata de um novo registro de um fungo helicospórico relatado mais de três décadas após a descrição da espécie tipo. Descrições, comentários taxonômicos e ilustrações foram apresentados, além de uma tabela com as dimensões de todos os espécimes já encontrados das espécies do gênero. Este capítulo foi submetido no periódico **Phytotaxa**.

O capítulo 4 intitulado “*Anaexserticlava* sp. nov., um novo microfungo da Amazônia brasileira” relata a descrição de uma provável nova espécie para o gênero *Anaexserticlava*, até então monotípico. Este capítulo será submetido à revista **Mycotaxon**.

O presente trabalho foi realizado com apoio da Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior - Brasil (CAPES) - Código de Financiamento 001.

REFERÊNCIAS

- ALEXOPOULOS, C.J.; MIMS, C.W.; BLACKWELL, M. *Introductory Mycology*. 4^o ed. New York: John Wiley & Sons. 1996.
- ANDERSON, A.B. Use and management of native forests dominated by açai palm (*Euterpe oleracea* Mart.) in the amazon estuary. In: BALICK, M.J., ed. *The palm-tree of life: biology, utilization and conservation*. **Advances in Economical Botany**, New York, v. 6, p.144-154, 1986.
- ATTENSCHWILER, S.H.; TIUNOV, A.V.; SCHEU, S. Biodiversity and litter and decomposition terrestrial ecosystems. **Annual Review of Ecology, Evolution, and Systematics**, v. 36, p. 191-218, 2005.
- BATISTA, A.C.; FALCÃO, R.G.S.; PERES, G.E.P.; MOURA, N.F. Fungi Paraenses. **Publicação do Instituto de Micologia- Universidade Federal de Pernambuco**, v. 506, p. 1-290, 1966.
- BATISTA, A.C.; SILVA, O.J.; PERES, M.M.J.; ALMEIDA, A.G. Aspergillaceae dos solos das zonas fisiográficas de Bragança e do Baixo Amazonas, Estado do Pará. **Atas do Instituto de Micologia**. Recife, v. 4, p. 261-263, 1967a.
- BATISTA, A.C.; SILVA, O.J.; PERES, M.M.J.; LIMA, J.A.; MOURA, N.R. Micropopulações fúngicas dos solos do Território Federal do Amapá. **Publ. Inst. Micol. Univ. Recife**, v. 453, n. 4, p. 117-122, 1967b.
- BLAGODATSKAYA, E. V.; ANDERSON, T. H. Interactive effects of pH and substrate quality on the fungal-to-bacterial ratio and QCO₂ of microbial communities in Forest soils. **Soil Biology & Biochemistry**, v. 30, p. 1269-1274, 1998.
- BRAY, J.R.; GORHAM, E. Litter production in forests of the world. **Advances in Ecological Research**, v. 2, p. 101-157, 1964.
- CALZAVARA, B.B.G. As possibilidades do açazeiro no estuário amazônico. **Boletim da Faculdade de Ciências Agrárias do Pará**, 5. Belém: FCAP. 103p. 1972.
- CARMO, L. T.; MONTEIRO, J. S.; GUSMÃO, L. F. P.; SOTÃO, H. M. P.; GUTIÉRREZ, A. H.; CASTAÑEDA-RUIZ, R. F. *Anabahusakala*, a new genus from the Brazilian Amazon rainforest. **Mycotaxon**, v. 127, p. 11-15, 2014.
- CARPI-JUNIOR. **Processos erosivos, recursos hídricos e riscos ambientais na bacia do rio Mogi-Guaçu**. Orientador: Archimedes Perez Filho. 2001. 171f. Tese (Doutorado em geociências e meio ambiente). Pósgraduação em geociências. Universidade Estadual Paulista, 2001.
- CASTAÑEDA-RUIZ, R.F.; HEREDIA, G.; GUSMÃO, L.F.P.; LI, D.W. Fungal diversity of Central and South America. In: LI, D.W. (Ed.) **Biology of Microfungi**. Springer International Publishing, Switzerland, p.197-217, 2016.

- CASTRO, C. C.; GUTIÉRREZ, A.H.; SOTÃO, H. M. P. Novos registros de fungos anamorfos (hifomicetos) para o Neotrópico e América do Sul. **Revista Brasileira de Botânica**, v. 34, n. 4, p. 515-521, 2011.
- CASTRO, C.C.; GUTIÉRREZ, A.H.; SOTÃO, H.M.P. Fungos conidiais em *Euterpe oleracea* Mart. (açazeiro) na Ilha do Combu, Pará-Brasil. **Acta Botanica Brasilica**, v. 26, n. 4, p. 761-771, 2012.
- CATTANIO, J.H.; ANDERSON, A.B.; CARVALHO, M.S. Floristic composition and topographic variation in a tidal floodplain forest in the amazon estuary. **Revista Brasileira de Botânica**, v. 25, p. 419-430, 2002.
- CAVALCANTE, P. **Frutas comestíveis da Amazônia**. Belém: CEJUP, 271p. 1991.
- CHASE, A.R.; BROCHAT, T.K. **Diseases and disorders of ornamental palms**. APS Press: Minnesota, USA. 1991.
- CHU, E.Y. The effects of arbuscular mycorrhizal fungi inoculation on *Euterpe oleracea* Mart. (açaf) seedlings. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 34, n. 6, p. 1018-1024, 1999.
- COTRUFO, M.F.; WALLENSTEIN, M.D.; BOOT, C.M.; DENEFF, K.; PAUL, E. The microbial efficiency-matrix stabilization (MEMS) framework integrates plant litter decomposition with soil organic matter stabilization: do labile plant inputs form stable soil organic matter? **Global Change Biology**, p. 988-995, 2013.
- CRUZ, A.C.R.; GUTIÉRREZ, A.H.; GUSMÃO, L.F.P. O gênero *Exserticlava* (Fungo Anamorfo-Hyphomycetes) no Brasil. **Revista Brasileira de Botânica**, v. 31, n. 2, p. 357-361, 2008.
- DIDION, M.; REPO, A.; LISKI, J.; FORSIUS, M.; BIERBAUMER, M.; DJUKI, I. Towards harmonizing leaf litter decomposition studies using standard tea bags - a field study and model application. **Forests**, v.7, n.8, p.2 - 12, 2016.
- DIX, N.J.; WEBSTER, J. **Fungal Ecology**. Chapman & Hall, London. 1995.
- DUNN, P.H.; REYNOLDS, D.R.; NISHIDA, F.H.; BARRO, S. *Penicillium* in Brazil. **Acta Amazônica**, v. 15, n. 1-2, p. 137-143 Suplemento, 1985.
- EIRA, A.F. Influência da cobertura morta na biologia do solo. In: DISPERATI, A.A.; FERREIRA, C.A.; MACHADO, C.; GONÇALVES, J.L.M.; SOARES, R.V. (Orgs.). **Seminário sobre cultivo mínimo do solo em florestas**, 1., Curitiba, p.16-33. 1995.
- ELLIS, M.B. **Dematiaceous Hyphomycetes**. Kew: Commonwealth Mycological Institute, 1971.
- EMPRESA BRASILEIRA DE PESQUISA AGROPECUÁRIA (EMBRAPA). Sistema de Produção do Açaf. 2005. Disponível em: https://www.infoteca.cnptia.embrapa.br/infoteca/bitstream/doc/408196/1/SISTEMAPROD40_NLINE.pdf. Acesso em: 23 abr. 2020.

EMBRAPA. **Sistema brasileiro de classificação de solos**. Centro Nacional de Pesquisa de Solos (Rio de Janeiro, RJ). EMBRAPA-SPI. 412p. 2009.

FARR, M.L. A new species of Cryptophiale from Amazonas. **Mycotaxon**, v. 11, p. 177-181, 1980.

FARR, M.L. Amazonian foliicolous fungi II. Deuteromycotina. **Mycologia**, v. 78, n. 2, p. 269- 286, 1986.

Flora do Brasil 2020 em construção. Jardim Botânico do Rio de Janeiro. Disponível em: <http://floradobrasil.jbrj.gov.br/reflora/floradobrasil/FB53>. Acesso em: 25 ago. 2020.

FORSBERG, A.R. Foliar diseases of nursery-grown palms in Queensland. **Australasian Plant Pathology**, v. 14, p. 67-71, 1985.

FORSBERG, A.R. Diseases of ornamental palms. **Qd. Agric.**, p. 279-286. 1987.

FORTES, N.G.S., SANTOS, M.A.L., VITORIA, N.S. Apiosordaria nigeriensis (Ascomycota): a new record for the Americas. **Rodriguésia** [online]. 2020, vol.71, e00852018. Epub, 2020.

FORZZA, R.C.; FILARDI, F.L.R.; COSTA, A.; CARVALHO-JÚNIOR, A.A.; PEIXOTO, A.L.; WALTER, B.M.T.; *et al.* **Catálogo de plantas e fungos do Brasil**. Vol. 1. Andrea Jakobsson Estúdio, Instituto de Pesquisas do Jardim Botânico do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, 875p, 2010.

FRANKLAND, J.C. Fungal succession - unravelling the unpredictable. **Mycol Research**, v. 102, p. 1-15, 1998.

FRÖHLICH, J. Palm diseases of Australia associated with fungi and Oomycetes, (A Literature review). **Mooreana**, v. 3, p. 20-35, 1993.

FRÖHLICH, J.; HYDE, K.D. New Oxydothis species associated with palm leaf spots in north Queensland, Australia. **Mycological Research**, v. 98, p. 213-219, 1994.

FRÖHLICH, J.; HYDE, K.D. Biodiversity of palm fungi in the tropics: are global fungal diversity estimates realistic? **Biodiversity and Conservation**, v. 8, p. 977-1004, 1999.

FRÖHLICH, J.; HYDE, K.D. **Palm Microfungi**. Fungal Diversity Research Series 3. 2000.

FUNDAÇÃO AMAZÔNICA de AMPARO a ESTUDOS e PESQUISAS - FAPESPA. **Estatísticas Municipais Paraenses: Acará**. Belém – Diretoria de Estatística e de Tecnologia e Gestão da Informação, 2016.

GARBEVA, P.; VAN VEEN, J.A.; VAN ELSAS, J.D. Microbial diversity in soil: selection of microbial populations by plant and soil type and implications for disease suppressiveness. **Annual Review of Phytopathology**, v. 42, p. 243-270, 2004.

GESSNER, M.O.; SWAN, C.M.; DANG, C.K.; MCKIE, B.G.; BARDGETT, R.D.; WALL, D.H.; HÄTTENSCHWILER, S. Diversity meets decomposition. **Trends in Ecology and Evolution**, v. 25, n. 6, p. 372-380, 2010.

GODINHO, T. O.; CALDEIRA, M. V. W.; CALIMAN, J. P.; PREZOTTI, L. C.; WATZLAWICK, L. F.; AZEVEDO, H. C. A.; ROCHA, J. H. T. Biomassa, macronutrientes e carbono orgânico na serapilheira depositada em trecho de floresta Estacional Semidecidual Submontana (ES). **Scientia Forestalis**, v. 41, n. 97, p. 131-144, 2013.

GOLLEY, F.B. Ciclagem de minerais em um ecossistema de floresta tropical úmida. **EPU: EDUSP**. São Paulo. 256 p. 1978.

GOMES, N.C.M.; FAGBOLA, O.; COSTA, R.; RUMJANEK, N.G.; BUCHNER, A.; MENDONÇA-HAGLER, L.; SMALLA, K. Dynamics of fungal communities in bulk and maize rhizosphere soil in the tropics. **Applied and Environmental Microbiology**, v. 69, p. 3758-3766, 2003.

GUO, L.D.; HYDE, K.D.; LIEW, E.C.Y. Identification of endophytic fungi from *Livistona chinensis* based on morphology and rDNA sequences. **New Phytologist**, v. 147, p. 617-630, 2000.

GUTIÉRREZ, A.H.; MONTEIRO, J.S. & SOTÃO, H.M.P. Hifomicetos (fungos anamorfos) associados a palmeiras na Floresta Nacional de Caxiuanã, PA, Brasil. Pp. 397-405. In: Lisboa, P.L.B (Org.). **Caxiuanã: Desafios para a conservação de uma floresta nacional na Amazônia**. Belém, Museu Paraense Emílio Goeldi. 2009.

GUTIÉRREZ, A.H. New or rare fungi from eastern Amazonia. 1. *Circinoconiopsis amazonica* gen. and sp. nov. **Mycotaxon**, v. 123, pp. 107-111, 2013.

HAWKSWORTH, D.L. Presidential address 1990: The fungal dimension of biodiversity magnitude, significance, conservation. **Mycological Research** **95**: 641-655. 1991.

HENDERSON, A.; GALEANO, G. Euterpe, Prestoea, and Neonicholsonia (Palmae: Euterpeinae). **Flora Neotropica** **72**. New York: New York Botanical Garden. 90p. 1996.

HENNINGS, P.C. Fungi Paraenses I. **Hedwigia** **39** (3): 76-80, 1900.

HENNINGS, P.C. Fungi Paraenses II. Cl. Dr. J. Huber collecti. **Hedwigia** **41**: 15-18, 1902.

HENNINGS, P.C. Fungi Amazonic I. A cl. Ernesto Ule collecti. **Hedwigia**, v. 43, n. 3, p. 154-186, 1904.

HENNINGS, P.C. Fungi Amazonic IV. A cl. Ernesto Ule collecti. **Hedwigia** v. 44, n. 2, p. 57-71, 1905.

HENNINGS, P. Fungi paraenses III. **Bol. Museu Goeldi do Pará** **5**: 268-293. 1909. (Ver *Hedwigia* 48: 1909).

HIDAYAT, I.; JEEWON, R.; TO-ANUN, C.; HYDE, K.D. The genus *Oxydothis*: New palmicolous taxa and phylogenetic relationships within Xylariales. **Fungal Diversity**, v. **23**, p. 159-179, 2006.

HOMMA, A.K.O; FRAZÃO, D.A.C. O despertar da fruticultura amazônica. Fruticultura em Revista, In: **CONGRESSO BRASILEIRO DE FRUTICULTURA**, 17., Belém, PA.

Fruticultura em revista: os novos desafios da fruticultura brasileira. Belém, PA: SBF, p. 16-20, 2002.

HYDE, K.D. Fungi from decaying intertidal fronds of *Nypa fruticans*, including three new genera and four new species. **Botanical Journal of the Linnean Society**, v. 110, p. 95-110, 1992.

HYDE, K.D. Fungi from palms. VII. The genus *Oxydothis* from rachides of palms in north Queensland, including five new species. **Sydowia**, v. 45, p. 105-119, 1994.

HYDE, K.D. Measuring biodiversity: Diversity of microfungi in north Queensland. In: Bolye, T.J.B., Boontawee, B. (eds.) **Measuring and monitoring Biodiversity in Tropical and Temperate Forest**. Cifor: Indonesia, pp. 271-286. 1996.

HYDE, K.D.; ALIAS, S.A. *Linocarpon angustatum* sp. nov., and *Neolinocarpon nypicola* sp. nov. from petioles of *Nypa fruticans*, and a list of fungi from aerial parts of this host. **Mycoscience**, v. 40, p. 145-149, 1999.

HYDE, K.D.; BUSSABAN, B.; PAULUS, B.; CROUS, P.W.; LEE, S.; MCKENZIE, E.H.C.; PHOTITA, W.; LUMYONG, S. Diversity of saprobic microfungi. **Biodiversity and Conservation**, v. 16, p. 7-35, 2007.

HYDE, K.D.; CANNON, P.F. Fungi causing tar spots on palms. **Mycological Papers**, v. 175, p. 1-114, 1999.

HYDE, K.D.; FRÖHLICH, J.; TAYLOR, J. Diversity of Ascomycetes on palms in the tropics. Pp. 141-156. In: Hyde, K.D. (Ed.). **Biodiversity of Tropical Microfungi**. Hong Kong, The Hong Kong University Press. 1997.

HYDE, K.D.; TAYLOR, J.E.; FRÖHLICH, J. Fungi from palms XXXIV. The genus *Neolinocarpon* with five new species and one new combination. **Fungal Diversity**, v. 1, p. 115-131, 1998.

IBGE. Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística. **Cidades** (2019). Disponível em: <https://cidades.ibge.gov.br>: Acesso em: 28 abr. 2020.

JARDIM, M.A.G.; CUNHA, A.C.C. Caracterização estrutural de populações nativas de palmeiras do estuário amazônico. **Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi**, v. 14, p. 33-41, 1998.

JARDIM, M.A.G.; VIEIRA, I.C.G. Composição florística e estrutura de uma floresta de várzea do estuário amazônico, Ilha do Combu, Estado do Pará, Brasil. **Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi**, v. 17, p. 333-354, 2001.

JONES, D. **Palms in Australia**. Reed Books Pty Ltd., Frenchs Forest, NSW, Australia. 1984.

KATZ, B. Preliminary results of leaf litter-decomposing microfungi survey. **Acta Amazonica**, v. 11, n. 2, p. 410-411, 1980.

KIRK, P.M.; CANNON, D.W.; MINTER, D.W. **Dictionary of the Fungi**. Cab International, Wallingford 10^a ed. 2008.

LAMBAIS, M.R.; CURY, J.C.; MALUCHE-BARETTA, C.; BULL, R.C. Diversidade microbiana nos solos: definindo novos paradigmas. In: VIDAL-TORRADO, P.; ALLEONI, L.R.R.; COOPER, M.; SILVA, A.P.; CARDOSO, E.J. (eds.) **Tópicos em ciência do solo**, v. 4. Viçosa: Sociedade Brasileira de Ciência do Solo, 2005. p. 43-84.

LEITMAN, P.; HENDERSON, A.; NOBLICK, L.; MARTINS, R.C. Areaceae. In: **Lista de Espécies da Flora do Brasil**. Jardim Botânico do Rio de Janeiro. 2013.

LODGE, D.J.; CANTRELL, S.A.; GONZÁLEZ, G. Effects of canopy opening and debris deposition on fungal connectivity, phosphorus movement between litter cohorts and mass loss. **Forest Ecology and Management**, v. 332, p. 11-21, 2014.

LONDSDALE, W.M. Predicting the amount of litterfall in forests of the world. **Annals of Botany**, v. 61, p. 319-324, 1988.

LORENZI, H.; MOREIRA DE SOUZA, H.; COELHO DE CERQUEIRA, L.S.; MEDEIROS-COSTA, J.T.; FERREIRA, E. **Palmeiras Brasileiras e Exóticas Cultivadas**. Nova Odessa, SP, Instituto Plantarum de Estudos da Flora Ltda. 2004.

LUMYONG, S.; TECHA, W.; LUMYONG, P.; MCKENZIE, E.H.C.; HYDE, K.D. Endophytic fungi from *Calamus kerrianus* and *Wallichia caryotoides* (Arecaceae) at Doi Suthep-Pui National Park, Thailand. **Chiang Mai J. Sci.**, v. 36, p. 158-167, 2009.

MAIA, L.C. Coleções de fungos nos herbários brasileiros: estudo preliminar. p. 21-40. In: Peixoto, A.L. (Org.). **Coleções Biológicas de apoio ao inventário, uso sustentável e conservação da Biodiversidade**. Rio de Janeiro, Instituto de Pesquisa Jardim Botânico do Rio de Janeiro. 2003.

MAIA, Leonor C. et al. Diversity of Brazilian Fungi. **Rodriguésia**, Rio de Janeiro, v. 66, n. 4, p. 1033-1045, 2015.

MARTINS, S.V. **Recuperação de áreas degradadas: ações em áreas de preservação permanente, voçorocas, taludes rodoviários e de mineração**. Viçosa: Aprenda Fácil. p. 270, 2009.

MATSUSHIMA, T. **Icones Microfungorum a Matsushima Lectorum**. Publicado pelo autor. Kobe, 1975.

MEENTEMEYER, V.; BOX, E.O. & THOMPSON, R. World patterns and amounts of terrestrial plant litter production. **BioScience**, v. 32, n. 2, p. 125-128, 1982.

MENDES, M.A.S.; SILVA, V.L.; DIANESE, J.C.; FERREIRA, M.A.S.V.; SANTOS, C.E.N.; NETO, E.G.; URBEN, A.F.; CASTRO, C. **Fungos em Plantas no Brasil**. Embrapa-SPI / Embrapa-Cenargen, Brasília, Brazil. 1998.

MENDONÇA, M.S, MOREIRA, D.A. Desenvolvimento dos açazeiros (*Euterpe oleracea* Mart.) nativos submetidos ao manejo, Altamira – PA. Extensão Rural em Foco: Apoio à Agricultura Familiar, Empreendedorismo e Inovação - Volume 1. 2020.

- MERCADO-SIERRA, A.; HOLUBOVÁ-JECHOVÁ, V.; MENA-PORTALES, J. **Hifomicetes demaciáceos de Cuba - Enteroblásticos**. Museo Regionale di Scienze Naturali, Torina, 1997.
- MIRANDA, D.L.C.; SANQUETTA, C.R.; COSTA, L.G.S.; CORTE, A.P.D. Biomassa e carbono em *Euterpe oleracea* na Ilha do Marajó – PA. **Floresta e Ambiente**, v. 19, n. 3, p. 336-343, 2012.
- MONTAGNINI, F.; JORDAN, C. Reciclaje de nutrientes. In: GUARIGUATA, M.R. KATTAN, G.H. (Eds.) **Ecología y conservación de bosques neotropicales**. Cartago: Ediciones LUR. p. 591-623, 2002.
- MONTEIRO, J.S.; CARMO, L.T.; SOTÃO, H.M.P. A new species of *Bhatia* (asexual ascomycetes) and new records from Brazil. **Phytotaxa**, v. 331, n. 2, p. 263-272, 2017.
- MONTEIRO, J.S.; CONCEIÇÃO, L.B.; MARQUES, M.F.O.; GUSMÃO, L.F.P.; CASTAÑEDA-RUIZ, R.F. *Dictyoaquaaphila appendiculata* gen. & sp. nov. from submerged wood from Brazil. **Mycotaxon**, v. 131, p. 177-183, 2016.
- MONTEIRO, J.S.; GUSMÃO, L.F.P. Two new species of *Ceratosporella* (anamorphic fungi) from Brazilian Amazon forest. **Nova Hedwigia** v. 98, n. 3-4, p. 481-490, 2014.
- MONTEIRO, J.S.; GUSMÃO, L.F.P.; CASTAÑEDA-RUIZ, R.F. A new species of *Arachnophora* from submerged wood in the Amazon rainforest, Brazil. **Mycotaxon**, v. 128, p. 127-130, 2014a.
- MONTEIRO, J.S.; GUSMÃO, L.F.P.; CASTAÑEDA-RUIZ, R.F. Two new microfungi from Brazilian Amazon Forest: *Atrogeniculata submersa* and *Nigrolentilocus amazonicus*. **Mycotaxon**, v. 127, p. 39-45, 2014b.
- MONTEIRO, J.S.; GUTIÉRREZ, A.H.; SOTÃO, H.M.P. Fungos anamorfos (hyphomycetes) da Floresta Nacional de Caxiuanã, Pará, Brasil: novos registros para o Neotrópico. **Acta Botanica Brasilica**, v. 24, p. 871-876, 2010.
- MONTEIRO, J.S.; SOTÃO, H.M.P.; CÁCERES, M.E.S.; LÜCKING, R.; HERNÁNDEZ-GUTIÉRREZ, A. Checklist dos fungos da Floresta Nacional de Caxiuanã, Pará, Brasil. I. Fungos conidiais e liquenizados. **Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi**. Ciências Naturais, v. 13, n. 2, p. 221-245, 2018.
- MONTEIRO, J.S.; SARMENTO, P.S.M.; SOTÃO, H.M.P. Saprobic conidial fungi associated with palm leaf litter in eastern Amazon, Brazil. **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, v. 91, p. e20180545, 2019.
- MOORE, J.C.; BERLOW, E.L.; COLEMAN, D.C.; RUITER, P.C.; DONG, Q.; HASTINGS, A.; NADELHOFFER, K. Detritus, trophic dynamics and biodiversity. **Ecology Letters**, v. 7, n. 7 p. 584-600, 2004.
- MOREIRA, F.M. de S.; SIQUEIRA, J.O. **Microbiologia e Bioquímica do Solo**. 2.ed. atualizada e ampliada. Lavras: UFLA. 729 p. 2006.

MOURÃO, L. História e natureza: do açaí ao palmito. **Revista Territórios e Fronteiras**, v. 3, n. 2, p. 1-23, 2010.

MUELLER, R.C.; RODRIGUES, J.L.M.; NUSSLEIN, K.; BOHANNAN, B.J.M. Land use change in the Amazon rain forest favours generalist fungi. **Functional Ecology**, v. 30, n. 11, p. 1845-1853, 2016.

NASCIMENTO, W.M.O.; MORAES, M.H.D. Fungos associados a sementes de açaí: efeito da temperatura e do teor de água das sementes durante o armazenamento. **Revista Brasileira de Sementes**, v. 33, n. 3, p. 415-425, 2011.

NEERGAARD, E; LYSHEDE, O.B.; GAHOONIA, T.S.; CARE, D., HOOKER, J.E. Anatomy and histology of roots and root-soil boundary. In: SMIT, A.L.; BENGOUGH, A.G.; ENGELS, C.; NOORDWIJK, M.; PELLERIN, S.; GEIJN, S.C. (Eds.). **Root Methods: A Handbook**. Berlin, Springer-Verlag. p. 33-73, 2000.

NEGRÃO, I.; SOUZA, J.; MACEDO, L.; MENDONÇA, M.; SANCHES, M.; BITAR, P.; COSTA, P.F. Diversidade de fungos no estipe do açaizeiro (*Euterpe oleracea* Mart.). Pp. 141-145. In: Jardim M.A.G. (Ed.). **Diversidade biológica das áreas de proteção ambiental Ilhas do Combu e Algodoal-Maiandeuá – Pará, Brasil**. Belém, Museu Paraense Emílio Goeldi, Ministério da Ciência e Tecnologia, Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico. 2009.

OLIVEIRA, M. do S. P. de; LEMOS, M.A.; SANTOS, E.O. dos; SANTOS, V.F. dos. Variação fenotípica em acessos de açaizeiro (*Euterpe oleracea* Mart.) para caracteres relacionados à produção dos frutos. Belém: Embrapa-CPATU, **Boletim de Pesquisa**, 209, 1998. 23p.

OLIVEIRA, M.DO S.P.DE, MOCHIUTTI, S., FARIAS NETO, J.T.de, 2012. Domestication and breeding of assai palm. In: Bore´m, A., Lopes, M.T.G., Clement, C. R., Noda, H. (Eds.), **Domestication and Breeding: Amazonian Species**, first ed. Suprema Editora LTDA. P, Vic,osa, pp. 209-236.

OLIVEIRA, M.S.P.; CARVALHO, J.E.U.; NASCIMENTO, W.L.O.; MÜLER, C.H. Cultivo do Açaizeiro para Produção de Frutos. **Circular Técnica**. n. 26. Embrapa Amazônia Oriental. Belém, Pará. 2002.

OSONO, T. Ecology of ligninolytic fungi associated with leaf litter decomposition. **Ecology Research**, v. 22, p. 955-974, 2007.

PEAY, K.G.; BARALOTO, C.; FINE, P.V.A. Strong coupling of plant and fungal community structure across Western Amazonian rainforests. **The ISME Journal**, v. 7, p. 1852-1861, 2013.

PINNOI, A.; LUMYONG, S.; HYDE, K.D.; JONES, E.B.G. Biodiversity of fungi on the palm *Eleiodoxa conferta* in Sirindhorn peat swamp forest, Narathiwat, Thailand. **Fungal Diversity**, v. 22, p. 205-218, 2006.

- PINRUAN, U., LUMYONG, S., MCKENZIE, E.; JONES, E.B.G.; HYDE, K.D. Three new species of *Craspedodidymum* from palm in Thailand. **Mycoscience**, v. 45, p. 177-180, 2004.
- PRANCE, G.T.; SILVA, M.F. da. **Árvores de Manaus**. Manaus: CNPq/INPA, 1975. 312p.
- RODRIGUES, K.F., SAMUELS, G.J. Preliminary study of endophytic fungi in a tropical palm. **Mycological Research**, v. 94, p. 827-830, 1990.
- RODRIGUES, K.F.; SAMUELS, G.J. *Idriella* species endophytic in palms. **Mycotaxon**, v. 43, p. 271-276, 1992.
- RODRIGUES, K.F.; SAMUELS, G.J. *Letendraeopsis palmarum*, a new genus and species of loculoascomycetes. **Mycologia**, 86(2), p. 254-258, 1994.
- RODRIGUES, K.F. The foliar fungal endophytes of the Amazonian palm *Euterpe oleracea*. **Mycological Research**, v. 86, p. 376-385, 1994.
- RODRIGUES, L.M.B.; LIRA, A.U.S.; SANTOS, F.A.; JARDIM, M.A.G. Composição florística e usos das espécies vegetais de dois ambientes de floresta de várzea. **Revista Brasileira de Farmácia**, v. 87, p. 45-48, 2006.
- ROITMAN, I.; TRAVASSOS, L.R.; AZEVEDO, J.L. **Tratado de Microbiologia**. São Paulo: Manole, v. 2, 1991.
- SAMUELS, G.L.; MÜLLER, E. Life history studies of Brazilian Ascomycetes 1: Two new genera of the Sphaericaceae having, respectively, *Sporochisma*-like and *Codinaea* anamorphs. **Sydowia Ann. Mycol. Ser. II**, v. 31, p. 126-136, 1978a.
- SAMUELS, G.L.; MÜLLER, E. Life history studies of Brazilian Ascomycetes 2: A new species of *Thaxteriella* and its helicosporous anamorph. **Sydowia Ann. Mycol. Ser. II**, v. 31, p. 137-141, 1978b.
- SAMUELS, G.L.; MÜLLER, E. Life history studies of Brazilian Ascomycetes 3: *Mellanomma radicans* sp. nov. and its *Aposphaeria* anamorph, *Trematosphaeria perrumpens* sp. nov. and *Berlesiella fungicola* sp. nov. and its *Ramichloridium* anamorph. **Sydowia Ann. Mycol. Ser. II**, v. 31, p. 142-156, 1978c.
- SAMUELS, G.L.; MÜLLER, E. Life history studies of Brazilian Ascomycetes 4: Three species of *Herpotrichia* and their *Pyrenochaeta*-like anamorphs. **Sydowia Ann. Mycol. Ser. II**, v. 31, p. 157-168, 1978d.
- SAMUELS, G.L.; MÜLLER, E. Life history studies of Brazilian Ascomycetes 5: Two new species of *Ophiostoma* and their *Sporothrix* anamorphs. **Sydowia Ann. Mycol. Ser. II**, v. 31, p. 169-179, 1978e.
- SAMUELS, G.L.; MÜLLER, E. Life history studies of Brazilian Ascomycetes 6: Three species of *Tubeufia* with, respectively, dictyosporous/pycnidial and helicosporous anamorphs. **Sydowia Ann. Mycol. Ser. II**, v. 31, p. 180-193, 1978f.
- SAMUELS, G.L.; MÜLLER, E. Life history studies of Brazilian Ascomycetes 9: *Fluviostroma wrightii* gen. et. sp. nov. (Syn. *Sphaerostilbe wrightii* nom. illegit.) and its

synnematous anamorph (*Stromatostilbella* gen. nov.). **Sydowia Ann. Mycol. Ser. II**, v. 33, p. 282-288, 1980.

SANTIAGO, A.L.C.M.A.; MOTA, C.M. Mucorales isolados do solo de mineração de cobre e produção de amilase e inulinase. **Acta Botanica Brasileira**, v. 20, n. 3, p. 641-647, 2006.

SANTOS, M.A.L., FORTES, N.G.S., SILVA, T.E.F., VITÓRIA, N.S. Ascomycota (lichenized and non-lichenized) on *Syagrus coronata* in the Caatinga biome: new and interesting records for Brazil and South America. **Mycotaxon**, 134, pp. 737, 2019.

SANTOS, R.F.; SOTÃO, H.M.P.; MONTEIRO, J.S.; GUSMÃO, L.F.P.; GUTIÉRREZ, A.H. Conidial fungi associated with leaf litter of red cedar (*Cedrela odorata*) in Belém, Pará (Eastern Brazilian Amazon). **Acta Amazonica**, v. 48, p. 230-238, 2018.

SANTOS, E.C.S.; VITÓRIA, N.S. Espécies de Ascomycota em *Syagrus coronata* (Mart.) Becc., Água Aranca, Alagoas, Brasil. **Revista Ouricuri**, v. 7, n. 1, p. 80-97, 2017.
SEIFERT, K., MORGAN-JONES, G., GAMS, W., KENDRICK, B. **The genera of hyphomycetes**. CBS Biodiversity Series 9, 1-997. 2011.

SILAR, P.; DAIROU, J. Fungi as a promising tool for bioremediation of soils contaminated with aromatic amines, a major class of pollutants. **Nature Reviews Microbiol.**, v. 9, n. 6, p. 477, 2011.

SILVA, B.M.S.; MÔRO, F.V.; SADER, R.; KOBORI, N.N. Influence of the position and the depth of sowing in the emergency of açai (*Euterpe oleracea* Mart. - Arecaceae) seedlings. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 29, n. 1, p. 187190, 2007.

SILVA, M.S., MINTER, D.W. Fungi from Brazil recorded by Batista and co-workers. Wallingford. CAB International. **Mycological Papers**. 1995.

SILVA, P.R. Novidades na Fruticultura Paraense. **Fruticultura em Revista**. Belém, Pará. Novembro: 27-31. 2002.

SOLINO, A.J.S.; SCHWAN-ESTRADA, K.R.F.; OLIVEIRA, J.S.B.; RIBEIRO, L.M.; SAAB, M.F. Acúmulo de fitoalexinas em feijão, soja e sorgo por filtrados de fungos. **Revista Caatinga**, v. 30, n. 4, p. 1073-1078, 2017.

SOUTHCOTT, K.A., JOHNSON, J.A. Isolation of endophytes from two species of palm from Bermuda. **Canadian Journal of Microbiology**, v. 43, p. 789-792, 1997.

SOUZA J.N.S. **Caractérisation et quantification des anthocyanines du fruit de l'açayer** (*Euterpe oleracea*). Louvain-la-Neuve: Univ. Catholique de Louvain, 2000. 72 p.

SOUZA, C.A.P., VITÓRIA, N.S., BEZERRA, J.L., LUZ, E.D.M.N., INÁCIO, C.A., DIANESE, J.C. *Camarotella brasiliensis* sp. nov. (Phyllachoraceae) on *Syagrus schizophylla* (Arecaceae) from Brazil. **Mycotaxon**, v. 103, p. 313-317, 2008.

SPAIN, A.V. Litterfall and the standing crop of litter in three tropical Australian rainforests. **Journal of Ecology**, v. 72, n. 3, p. 947-961, 1984.

SUDAM. **Atlas de climatologia da Amazônia brasileira**. Publicação 39. Belém. 125p. 1984.

SUPERINTENDÊNCIA DO DESENVOLVIMENTO DA AMAZÔNIA - SUDAM, municípios paraenses: **Santa Bárbara do Pará**. Belém, SEPLAN, Novos Municípios, v. 33, 36 p. 1993.

TAUK, S.M. Biodegradação de resíduos orgânicos do solo. **Revista Brasileira de Geociência**, v. 20, n. 1, p. 299-301, 1990.

TAYLOR, J.E., HYDE, K.D., JONES, E.B.G. Endophytic associated with the temperate palm *Trachycarpus fortunei* within and outside its natural geographical range. **New Phytologist**, v. 142, p. 335-346, 1999.

TRAPPE, J.M.; SCHENCK, N.C. Taxonomy of fungi forming endomycorrhizae. In: Schenck, N.C. (Ed.). **Methods and principles of mycorrhizal research**. The American Phytopathological Society, St. Paul, p.1-9, 1982.

UHL, N.W., DRANSFIELD, J. **Genera Palmarum**. Lawrence, Kansas, USA.: The Bailey, L.H. Hortorium and The International Palm Society. 1987.

VIANNA, S.A. *Euterpe* in **Flora do Brasil 2020 em construção**. Jardim Botânico do Rio de Janeiro. Disponível em: <http://floradobrasil.jbrj.gov.br/reflora/floradobrasil/FB15711>. Acesso em: 25 ago. 2020.

VIÉGAS, A.P. **Índice de fungos da América do Sul**. Campinas: Instituto Agrônomo. 1961.

VITORIA, N.S., FORTES, N.G.S, SANTOS, M.A.L., BARBOSA, R.L. Mycota (Ascomycota) of *Syagrus coronata* (Mart.) Becc., Raso da Catarina Ecological Station, Brazil: new records. **Acta Brasiliensis**, [S.l.], v. 4, n. 2, p. 110-120, 2020.

VITORIA, N.S., SANTOS, M.A.L., FORTES, N.G.S. 2016. Comunidade fúngica de *Syagrus coronata* (Mart.) Becc: Ascomycota anamórficos e teleomórficos. In: ANDRADE, M.J.G.; NOGUEIRA, E.M.S., SANTOS, C.A.B. (org.). **Ecologia e Biodiversidade do Semiárido Nordestino**. Vol. I – BOTÂNICA. Paulo Afonso: SABEH, Cap. 2, p. 35-45.

WARDLE, D.A.; LAVELLE, P. Linkages between soil biota, plant litter quality and decomposition. In: CADISCH, G.; GILLER, K.E. (Eds.). **Driven by nature: plant litter quality and decomposition**. Wallingford: CAB International. p. 107-123. 1997.

WERNECK, M. S., PEDRALLI, G.; GIESEKE, L. F. Produção de serapilheira em três trechos de uma floresta semidecídua com diferentes graus de perturbação na Estação Ecológica do Tripuí, Ouro Preto, MG. **Revista Brasileira de Botânica**, v. 24, n. 2, p. 195-198, 2001.

YANNA; HYDE, K.D. New saprobic fungi on fronds of palms from northern Queensland, Australia. **Australian Systematic Botany**, v. 15, p. 755-764, 2002.

YANNA; HO, W.H.; MCKENZIE, E.H.C; HYDE, K.D. New saprobic fungi on palm fronds, including *Brachysporiopsis* gen. nov. **Cryptogamie, Mycologie**, v. 25, n. 2, p. 129-135, 2004.

YANNA, HO, W.H., HYDE, K.D., GOH, T.K. *Koorchaloma novojournalis* sp. nov., a new sporodochial fungus from Hong Kong. **Fungal Diversity**, v. 1, p. 193-197, 1998.

YANNA, HO, W.H., HYDE, K.D. Fungal communities on decaying palm fronds in Australia, Brunei, and Hong Kong. **Mycological Research**, v. 105, p. 1458-1471, 2001.

4 CAPÍTULO 2

Checklist e novos registros de fungos conidiais associados à *Euterpe oleracea* Mart. (Arecaceae) no Brasil

Resumo

O açaizeiro (*Euterpe oleracea* Mart.) é uma palmeira de grande importância econômica para a região Amazônica. Os fungos constituem um grupo de organismos muito diversificado, podendo assumir muitas relações ecológicas com as plantas. Mesmo assim, as informações sobre a micobiota associada à *E. oleracea* ainda são escassas e requerem atualizações. Assim neste trabalho é apresentado uma listagem dos fungos associados com *E. oleracea* no Brasil. Nesta compilação estão incluídas informações sobre a parte da planta colonizada, localidade, grupo ecológico e referências. No total foram registradas 138 espécies, incluindo representantes do filo Ascomycota e Glomeromycota, ocorrendo como endófitos, fitopatógenos, sapróbios, fungícola e micorriza. Cinco espécies representam novos registros para a Amazônia brasileira, duas primeiras ocorrências para o Brasil (*Parasymphodiella eucalypti* e *Polytretophora calcarata*) e quatro para o Continente Americano (*Acrodictys balladynae*, *Didymobotryum korthalsiae*, *Melanographium laxum* e *Wiesneriomyces conjunctosporus*).

Palavras-chave: Diversidade. Açaí. Endófitos. Fitopatógenos. Sapróbios.

Abstract

The açaizeiro (*Euterpe oleracea* Mart.) is a palm tree of great economic importance for the Amazon region. Fungi are a very diverse group of organisms and can assume many ecological relationships with plants. Nevertheless, information on the mycobiota associated with *E. oleracea* is still scarce and requires updates. Thus, this work presents a list of fungi associated with *E. oleracea* in Brazil. This compilation includes information on the part of the plant colonized, locality, ecological group and references. In total, 138 species were recorded, including representatives of the phylum Ascomycota and Glomeromycota, occurring as endophytes, phytopathogens, saprobes, fungi and mycorrhiza. Five species represent new records for the Brazilian Amazon, two first occurrences for Brazil (*Parasymphodiella eucalypti* and *Polytretophora calcarata*) and four for the American Continent (*Acrodictys balladynae*, *Didymobotryum korthalsiae*, *Melanographium laxum* and *Wiesneriomyces conjunctosporus*).

Keywords: Diversity. Açaí. Endophytes. Phytopathogens. Saprobes.

Introdução

Arecaceae é a família vegetal que engloba as palmeiras e possui mais de 2.000 espécies, divididas em 181 gêneros (BAKER; DRANSFIELD, 2016). Estas plantas apresentam formas de liana, arbutivas e arbóreas, e são encontradas principalmente em regiões de clima tropical e subtropical, mas também há registros de indivíduos da família em regiões de clima desértico (EMÍLIO *et al.*, 2019). No Brasil, a variedade de palmeiras é muito rica e exuberante, contendo 300 espécies nativas em 37 gêneros que ocorrem em todos os biomas brasileiros (Amazônia, Caatinga, Cerrado, Mata Atlântica, Pampa e Pantanal) e em suas áreas de transição (BARRETO; PARISE; de ALMEIDA, 2019; CORADIN; SIMINSKI; REIS, 2011; SOARES *et al.*, 2020).

O açazeiro (*Euterpe oleracea* Mart.) é uma palmeira nativa da América Central e do Sul, e no Brasil ocorre de forma espontânea nos estados do Amapá, Maranhão, Pará e Tocantins (VIANNA, 2020). Esta palmeira é muito produtiva na região Amazônica brasileira e consumido como um alimento básico nessa região, na forma de palmito e polpa. Nos últimos anos, o fruto do açaí ganhou destaque internacionalmente como um alimento funcional devido seus benefícios nutricionais e terapêuticos, atrelado a sua alta capacidade antioxidante e sua composição fitoquímica (BONOMO *et al.*, 2014; MENEZES *et al.*, 2008; BERNAUD; FUNCHAL, 2011).

Estudos sobre a diversidade de fungos associados a palmeiras mostraram a ocorrência de fungos endofíticos, liquenizados e não-liquenizados, patógenos e sapróbios (HYDE *et al.*, 2007). Listagens de fungos ocorrendo em palmeiras mostraram um grande predomínio de sapróbios, principalmente com representantes das classes Dothideomycetes e Sordariomycetes (TAYLOR *et al.*, 2000; YANNA; HYDE, 2001; TAYLOR; HYDE, 2003; HYDE *et al.*, 2007; PINNOI *et al.*, 2006; PINRUAN *et al.*, 2007; FRÖHLICH; HYDE, 1999, 2000). Na última década foram realizados muitos estudos no Brasil com fungos ocorrendo em palmeiras de ambientes florestais e de interesse econômico e várias espécies foram identificadas e/ou descritas como novas (MONTEIRO *et al.*, 2010, 2013, 2016, 2017, 2018, 2019; VITÓRIA *et al.*, 2011, 2012, 2013, 2014, 2019, 2020; ROCHA; VITÓRIA 2020; SANTOS *et al.*, 2016; 2020; SANTOS; VITÓRIA 2017).

O conhecimento de fungos conidiais associados a *E. oleracea* ainda é muito escasso, reduzindo-se a poucos trabalhos relatando fungos sapróbios (RAPPAZ, 1987; HYDE, 1995; CASTRO *et al.*, 2011; 2012; VITÓRIA *et al.*, 2014, 2019), endofíticos (RODRIGUES, 1994;

RODRIGUES; SAMUELS, 1992), micorrízicos (CHU, 1999) e alguns fitopatógenos (MENDES *et al.*, 1998; BATISTA *et al.*, 2007; OLIVEIRA, 2007; POLTRONIERI *et al.*, 2008, 2013). Considerando a falta de informações sobre os fungos associados a *E. oleracea* no Brasil, o objetivo deste trabalho foi apresentar um *checklist* das espécies de fungos associados a esta palmeira e relatar os novos registros de fungos conidiais associados à decomposição de suas folhas e cachos.

Material e métodos

Para este estudo foram realizadas duas coletas nos meses de dezembro de 2020 e junho de 2021, em três localidades próximas a cidade de Belém (Estado do Pará, Brasil) com plantações de *Euterpe oleracea*: a) município do Acará, (S1°57'37" e W48°11'47"), uma região em sua grande parte composta por mata primária e vegetação de campina e campinarana (SANO *et al.*, 1990, EMBRAPA, 2009); b) município de Santa Bárbara do Pará (S01°13'26" e W48°17'22"), região com presença de floresta secundária (SANTOS; JARDIM 2006); e c) Área de Preservação Ambiental Ilha do Combu (S1°25' e W48°25'), localizada a 1,5 km ao sul da cidade de Belém, que possui um ecossistema predominantemente de várzea (RIBEIRO, 2010). Também foi realizada uma coleta extra na Reserva São Geraldo Magela, no município de Capitão Poço (PA) em dezembro de 2020 (S1°48'7"; W47°05'20.5").

Quinze indivíduos de *E. oleracea* foram selecionadas em cada área do estudo e cinco amostras de substratos em decomposição (bainhas, cachos, folíolos, pecíolos e raques) foram coletadas por indivíduo. As amostras foram processadas segundo a técnica de lavagem em água corrente (adaptada da CASTAÑEDA-RUIZ *et al.*, 2016). Posteriormente, o material foi mantido em câmara-úmida e diariamente observado em estereomicroscópio por até 45 dias. Neste período ocorreu a preparação de lâminas das estruturas reprodutivas dos fungos em resina PVLG (álcool polivinílico + ácido láctico + glicerol) (SCHENCK; PEREZ 1990) e/ou lactoglicerol (água destilada + ácido láctico + glicerina) (NEERGAARD *et al.*, 2000) para permitir a observação em microscópio óptico. Os substratos com presença de fungos juntamente com as suas lâminas foram incorporados a coleção de fungos do Herbário João Murça Pires (MG) do Museu Paraense Emílio Goeldi (MPEG).

A identificação das espécies foi realizada por observação e medição de estruturas de importância taxonômica (conidióforos, células conidiogênicas e conídios, além de outras estruturas) em microscópio óptico e comparação com espécies descritas na literatura especializada (ELLIS, 1971, 1976; MATSUSHIMA 1975; SEIFERT *et al.*, 2011). Para os

novos registros de fungos conidiais para o Brasil, América do Sul e Continente Americano foram fornecidas descrições, distribuição geográfica, comentários taxonômicos e ilustrações. As fotomicrografias dos fungos foram realizadas em microscópio Leica DM6 B com câmera digital acoplada, utilizando o software LAS V4.12.

Para a organização da *checklist* todas as publicações com informações de fungos com ocorrência em *E. oleracea* no território brasileiro foram verificadas. Os relatos foram reunidos e a nomenclatura das espécies listadas foi verificada e confirmada segundo a classificação apresentada na base de dados do Index Fungorum (<http://www.indexfungorum.org>) e Mycobank (<http://www.mycobank.org>). A listagem foi organizada em ordem alfabética das categorias de filo, classe, ordem, família, gênero e espécie. Táxons registrados apenas em gênero não foram incluídos nesta listagem. Espécies sem uma posição filogenética definida, até o momento, permaneceram como *incertae sedis*.

Resultados

Neste *checklist* foram relatadas 138 espécies de fungos associados a *Euterpe oleracea* no Brasil (Tabela 1), distribuídas em 101 gêneros, 24 ordens, 44 famílias e cinco classes. As ordens mais representativas foram: Xylariales (33), Pleosporales (16), Chaetosphaeriales (13), Tubeufiales (8), Amphisphaeriales (6), Hypocreales (6), Heliotiales (3), Sporidesmiales (3), Coronophorales (2), Kirschteinietheliales (2), Savoryellales (2), Botryosphaeriales (1), Glomerellales (1), Hysteriales (1), Jahnulales (1), Magnaporthales (1), Microascales (1), Minutisphaerales (1), Orbiliales (1), Pisorisporiales (1), Pleurotheciales (1), Sordariales (1) e Vermiculariopsiellales (1).

O filo Ascomycota foi o mais representativo em relação à quantidade de espécies, onde as famílias mais representativas foram Chaetosphaeriaceae (12), Xylariaceae (9), Tubeufiaceae (6) e Dictyosporiaceae (5). O gênero mais representativo foi *Xylaria* com seis espécies, seguido de *Dictyosporium* e *Fusarium*, ambos com quatro espécies cada. Um total de 17 espécies foi tratado como Ascomycota *incertae sedis*. O filo Glomeromycota foi representado apenas pela ordem Gigasporales (1).

Os ascomicetos associados a *E. oleracea* ocorreram como endofíticos (26), fitopatógenos (4) e sapróbios (105). Somente *Acrodictys balladynae* (Hansf.) M.B. Ellis ocorreu como fungícola, enquanto *Colletotrichum gloeosporioides* (Penz.) Penz. & Sacc. foi relatado como endofítico e fitopatógeno. Já *Cetraspora gilmorei* (Trappe & Gerd.) Oehl, F.A. Souza & Sieverd foi a única micorriza registrada associada à *E. oleracea*.

Em relação à ocorrência de fungos nos substratos de *E. oleracea*, o maior número de fungos decompositores foi registrado em bainhas (42), seguido por raques (35), cachos (34), folíolos (25), pecíolos (23), espata (10), estipes e raízes (3). Para os fungos endofíticos só houve registros apenas em folhas. Já para os fitopatógenos foram encontrados fungos causando doenças em folíolos (2), estipes, frutos e raízes (1).

Durante este estudo foram registrados seis novos registros para a Amazônia Brasileira: *Arachnophora polybrachiata* S.M. Leão, R.F. Castañeda & Gusmão, *Dictyosporium araucariae* S.S. Silva, R.F. Castañeda & Gusmão, *D. tetrasporum* L. Cai & K.D. Hyde, *Ellisembia bambusicola* (M.B. Ellis) J. Mena & G. Delgado, *Parasymphodiella lauri* Hern.-Restr., Gené & Guarro e *Penzigomyces australiensis* (M.B. Ellis) Subram. As espécies *Parasymphodiella eucalypti* Cheew. & Crous e *Polytretophora calcarata* Mercado representam novos registros para o Brasil, enquanto as espécies *Acrodictys balladynae* (Hansf.) M.B. Ellis, *Didymobotrium korthalsiae* Subram., *Melanographium laxum* Rifai e *Wiesneriomyces conjunctosporus* Kuthub. & Nawawi são novos relatos para o Continente Americano.

Tabela 1 – Espécies de fungos associadas a *E. oleracea*, com os respectivos substratos, grupo ecológico e local. Novos registros: *Bioma Amazônia, ♦Brasil, •Continente Americano. Ba = baina; Ca = cacho; Ep = espata; Et = estipe; Fo = folíolo; Fr = fruto; Pe = pecíolo; Rq = raque; Rz = raiz.

Espécie	Substrato	Grupo Ecológico	Local	Referência
ASCOMYCOTA				
DOTHIDEOMYCETES				
Botryosphaeriales				
Botryosphaeriaceae				
<i>Lasiodiplodia theobromae</i> (Pat.) Griffon & Maubl.	Fo	Endofítico	PA	Rodrigues, 1994
Jahnulales				
Aliquandostipitaceae				
<i>Xylomyces chlamyosporus</i> Goos, R.D. Brooks & Lamore	Ba; Ca	Sapróbio	PA	Este estudo
Hysteriales				
Hysteriaceae				
<i>Rhytidhysterium rufulum</i> (Spreng.) Speg.	Pe	Sapróbio	PA	Mendes <i>et al.</i> , 1998
Kirschsteinioteliales				
Incertae sedis				
<i>Brachysporiella gayana</i> Bat.	Ba; Ca	Sapróbio	PA	Este estudo; Castro <i>et al.</i> , 2012
<i>Brachysporiella pulchra</i> (Subram.) S. Hughes	Ca	Sapróbio	PA	Este estudo
Minutisphaerales				
Acrogenosporaceae				
<i>Acrogenospora sphaerocephala</i> (Berk. & Broome) M.B. Ellis	Rz	Sapróbio	PA	Castro <i>et al.</i> , 2012
Pleosporales				
Astrosphaeriellaceae				
<i>Astrosphaeriella erumpens</i> (Berk. & M.A. Curtis) Theiss. (como <i>Seynesia erumpens</i> (Berk. & M.A. Curtis) Petr.)	Pe	Sapróbio	Cuba	Hyde, 1995
<i>Pithomyces cinnamomeus</i> Hol.-Jech.	Fo	Sapróbio	PA	Castro <i>et al.</i> , 2011
<i>Pseudipithomyces karoo</i> (Marasas & I.H. Schum.) G. Guevara, K.C. Cunha & Gené (como <i>Pithomyces karoo</i> Marasas & I.H. Schum).	Ep	Sapróbio	PA	Castro <i>et al.</i> , 2011
Dictyosporiaceae				
* <i>Dictyosporium araucariae</i> S.S. Silva, R.F. Castañeda & Gusmão	Pe	Sapróbio	PA	Este estudo
<i>Dictyosporium splendidum</i> Alves-Barb., Malosso & R.F. Castañeda	Ca; Fo; Pe; Rq	Sapróbio	PA	Este estudo
* <i>Dictyosporium tetrasporum</i> L. Cai & K.D. Hyde	Ba	Sapróbio	PA	Este estudo
<i>Dictyosporium zeylanicum</i> Petch	Pe	Sapróbio	PA	Este estudo
<i>Digitodesmium recurvum</i> W. H. Ho, K. D. Hyde & Hodgkiss	Pe	Sapróbio	PA	Castro <i>et al.</i> , 2011
Hermatomycetaceae				
<i>Hermatomyces sphaericus</i> (Sacc.) S. Hughes	Ba; Ca	Sapróbio	PA	Este estudo
Massariaceae				
<i>Helminthosporium palmigenum</i> Matsush.	Ca	Sapróbio	PA	Castro <i>et al.</i> , 2012
Pleosporaceae				

Espécie	Substrato	Grupo Ecológico	Local	Referência
<i>Bipolaris bicolor</i> (Mitra) Shoemaker	Fo	Fitopatígeno	PA	Poltronieri <i>et al.</i> , 2013
<i>Curvularia lunata</i> (Wakker) Boedijn	Rq; Ep	Sapróbio	PA	Este estudo; Castro <i>et al.</i> , 2012
<i>Curvularia pallescens</i> Boedijn	Fo	Endofítico	PA	Rodrigues, 1994
<i>Exserohilum rostratum</i> (Drechsler) K.J. Leonard & Suggs	Fo	Fitopatígeno	MA	Poltronieri <i>et al.</i> , 2008
Tetraplospora				
<i>Ernakulamia cochinchinensis</i> (Subram.) Subram.	Ba; Ca; Ep; Fo; Pe; Rq	Sapróbio	PA	Este estudo; Castro <i>et al.</i> , 2012
<i>Tetraploa aristata</i> Berk. & Broome	Ba; Ca; Ep; Fo; Pe; Rq	Sapróbio	PA	Este estudo; Castro <i>et al.</i> , 2012
Sporidesmiales				
Sporidesmiaceae				
<i>Sporidesmium ghanaense</i> M.B. Ellis	Ba; Ca; Fo; Pe; Rq	Sapróbio	PA	Este estudo; Castro <i>et al.</i> , 2012
<i>Sporidesmium macrurum</i> (Sacc.) M.B. Ellis	Ba; Ca; Ep; Et	Sapróbio	PA	Este estudo; Castro <i>et al.</i> , 2012
<i>Sporidesmium tropicale</i> M.B. Ellis	Rz	Sapróbio	PA	Castro <i>et al.</i> , 2012
Tubeufiales				
Tubeufiaceae				
<i>Berkleasium inflatum</i> Hol.-Jech.	Ba	Sapróbio	PA	Castro <i>et al.</i> , 2011
<i>Helicoma brunneisporum</i> Y.Z. Lu, J.K. Liu & K.D. Hyde	Pe	Sapróbio	PA	Castro <i>et al.</i> , 2012
<i>Helicoma dennisii</i> M.B. Ellis	Rq	Sapróbio	PA	Castro <i>et al.</i> , 2012
<i>Helicoma viride</i> (Corda) S. Hughes	Pe	Sapróbio	PA	Castro <i>et al.</i> , 2012
<i>Helicomycetes roseus</i> Link	Ca	Sapróbio	PA	Este estudo
<i>Tubeufia sympodiophora</i> (Matsush.) Y.Z. Lu & K.D. Hyde	Pe; Rq	Sapróbio	PA	Este estudo
Wiesneriomycetaceae				
<i>Speirosia pedatospora</i> Tubaki	Ba	Sapróbio	PA	Este estudo
• <i>Wiesneriomyces conjunctosporus</i> Kuthub. & Nawawi	Ba	Sapróbio	PA	Este estudo
Dothideomycetes incertae sedis				
<i>Brooksia tropicalis</i> Hansf.	Fo	Sapróbio	PA	Este estudo
<i>Letendreaopsis palmarum</i> K.F. Rodrigues & Samuels	Fo	Endofítico	PA	Rodrigues, 1994
<i>Monodictys paradoxa</i> (Corda) S. Hughes	Ep	Sapróbio	PA	Este estudo; Castro <i>et al.</i> , 2011
<i>Repetophragma moniliforme</i> (Matsush.) R.F. Castañeda, McKenzie & K.D. Hyde	Rq	Sapróbio	PA	Castro <i>et al.</i> , 2012
LEOTIOMYCETES				
Helotiales				
Gelationodiscaceae				
<i>Helicodendron amazonense</i> Matsush.	Pe	Sapróbio	PA	Este estudo
Mollisiaceae				
<i>Phialocephala humicola</i> S.C. Jong & E.E. Davis	Ca	Sapróbio	PA	Este estudo; Castro <i>et al.</i> , 2012
Peizellaceae				

Espécie	Substrato	Grupo Ecológico	Local	Referência
<i>Chalara alabamensis</i> Morgan-Jones & E.G. Ingram	B	Sapróbio	PA	Este estudo
ORBILIOMYCETES				
Orbiliales				
Orbiliaceae				
<i>Helicoon peruamazonense</i> Matsush.	Rq	Sapróbio	PA	Este estudo
SORDARIOMYCETES				
Amphisphaeriales				
Amphisphaeriaceae				
<i>Capsulospora frondicola</i> K.D. Hyde	Rq	Sapróbio	PE	Vitória <i>et al.</i> , 2019
Apiosporaceae				
<i>Nigrospora sphaerica</i> (Sacc.) E.W. Mason	Fo	Endofítico	PA	Rodrigues, 1994
Beltraniaceae				
<i>Beltrania rhombica</i> Pense.	Ba; Fo	Sapróbio	PA	Este estudo; Castro <i>et al.</i> , 2012
<i>Beltraniella japonica</i> Matsush.	Ba	Sapróbio		Este estudo
<i>Beltraniella portoricensis</i> (F. Stevens) Piroz. & S.D. Patil	Ba; Fo; Rq	Sapróbio	PA	Este estudo; Castro <i>et al.</i> , 2012
Chaetosphaeriales				
Chaetosphaeriaceae				
<i>Catenularia cubensis</i> Hol.-Jech.	Ba	Sapróbio	PA	Castro <i>et al.</i> , 2011
<i>Cryptophiale udagawae</i> Piroz. & Ichinoe	Ba	Sapróbio	PA	Este estudo; Castro <i>et al.</i> , 2012
<i>Dictyochaeta assamica</i> (Agnihothr.) Aramb.	Ca, Pe	Sapróbio	PA	Castro <i>et al.</i> , 2012
<i>Dictyochaeta fertilis</i> (S. Hughes & W.B. Kendr.) Hol.-Jech.	Ba, Ca, Pe, Rq	Sapróbio	PA	Este estudo; Castro <i>et al.</i> , 2012
<i>Dictyochaeta simplex</i> (S. Hughes & W.B. Kendr.) Hol.-Jech.	Ba	Sapróbio	PA	Castro <i>et al.</i> , 2012
<i>Dinemasporium lanatum</i> Nag Raj & R.F. Castañeda	Ca	Sapróbio	PA	Este estudo
<i>Exserticlava vasiformis</i> (Matsush.) S. Hughes	Rq	Sapróbio	PA	Este estudo
<i>Exserticlava triseptata</i> (Matsush.) S. Hughes	Ca; Ep; Rq	Sapróbio	PA	Este estudo; Castro <i>et al.</i> , 2012
<i>Hemicorynespora aseptata</i> Hol.-Jech.	Pe	Sapróbio	PA	Castro <i>et al.</i> , 2011
<i>Menisporopsis theobromae</i> S. Hughes	Ba	Sapróbio	PA	Este estudo
<i>Sporoschisma hemipsilum</i> (Berk. & Broome) Zelski, A.N. Mill. & Shearer (como <i>Sporoschisma saccardoi</i> E.W. Mason & S. Hughes)	Ba, Ca	Sapróbio	PA	Castro <i>et al.</i> , 2012
<i>Thozetella cristata</i> Piroz. & Hodges	Ca	Sapróbio	PA	Este estudo
Coronophorales				
Parasymphodiellaceae				
♦ <i>Parasymphodiella eucalypti</i> Cheew. & Crous	Ba	Sapróbio	PA	Este estudo
* <i>Parasymphodiella lauri</i> Hern.-Restr., Gené & Guarro	Ba	Sapróbio	PA	Este estudo
Helminthosphaeriaceae				
<i>Endophragmiella mexicana</i> J. Mena,	Ba	Sapróbio	PA	Castro <i>et al.</i> ,

Espécie	Substrato	Grupo Ecológico	Local	Referência
Heredia & Mercado				2011
Glomerellales				
Glomerellaceae				
<i>Colletotrichum gloeosporioides</i> (Penz.) Penz. & Sacc.	Fo, Fr	Endofítico, Fitopatígeno	PA	Rodrigues, 1994; Batista <i>et al.</i> 2007
Hypocreales				
Bionectriaceae				
<i>Gliomastix luzulae</i> (Fuckel) E.W. Mason	Rq	Sapróbio	PA	Castro <i>et al.</i> , 2012
Nectriaceae				
<i>Fusarium oxysporum</i> Schldtl.	Fo	Endofítico	PA	Rodrigues, 1994
<i>Fusarium bulbicola</i> Nirenberg & O'Donnell (como <i>Fusarium sacchari</i> var. <i>elongatum</i> Nirenberg)	Fo	Endofítico	PA	Rodrigues, 1994
<i>Fusarium incarnatum</i> (Desm.) Sacc. (como <i>Fusarium semitectum</i> Berk. & Ravanel)	Fo	Endofítico	PA	Rodrigues, 1994
<i>Fusarium fujikuroi</i> Nirenberg (como <i>Fusarium verticillioides</i> (Sacc.) Nirenberg)	Fo	Endofítico	PA	Rodrigues, 1994
Stachybotryaceae				
<i>Stachybotrys bisbyi</i> (Sriniv.) G.L. Barron	Ba, Ca, Fo, Pe, Rq	Sapróbio	PA	Este estudo; Castro <i>et al.</i> , 2012
Magnaporthales				
Magnaporthaceae				
<i>Nakataea fusispora</i> (Matsush.) Matsush.	Fo	Sapróbio	PA	Este estudo
Microascales				
Ceratocystidaceae				
<i>Ceratocystis paradoxa</i> (Dade) C. Moreau	Casca	Fitopatígeno	BA	Oliveira, 2017
Pisoriisporiales				
Incertae sedis				
<i>Brocciosphaera brocchiata</i> (Tubaki) K. Yamag., Chuaseehar. & Nakagiri (como <i>Candelabrum brocchiatum</i> Tubaki)	Ca	Sapróbio	PA	Este estudo
Pleurotheciales				
Pleurotheciaceae				
<i>Monotosporella palmicola</i> Yanna & K.D. Hyde	Fo	Sapróbio	PA	Este estudo
Savoryellales				
Savoryellaceae				
<i>Canalisporium caribense</i> (Hol.-Jech. & Mercado) Nawawi & Kuthub.	Ba, Ca, Et, Rz	Sapróbio	PA	Castro <i>et al.</i> , 2012
<i>Canalisporium kenyense</i> Goh, W.H. Ho & K.D. Hyde	Rq	Sapróbio	PA	Castro <i>et al.</i> , 2011
Sordariales				
Chaetomiaceae				
<i>Pleotrichocladium opacum</i> (Corda) Hern.- Restr., R.F. Castañeda & Gené (como <i>Trichocladium opacum</i> (Corda) S. Hughes)	Rq	Sapróbio	PA	Castro <i>et al.</i> , 2012
Vermiculariopsiellales				
Vermiculariopsiellaceae				
<i>Vermiculariopsiella cubensis</i> (R.F. Castañeda) Nawawi, Kuthub. & B. Sutton	Ba	Sapróbio	PA	Este estudo

Espécie	Substrato	Grupo Ecológico	Local	Referência
Xylariales				
Cainiaceae				
<i>Endocalyx melanoxanthus</i> (Berk. & Broome) Petch	Ba; Ca; Ep	Sapróbio	PA	Este estudo; Castro <i>et al.</i> , 2012
<i>Seynesia nobilis</i> (Welw. & Curr.) Sacc.	Rq	Sapróbio	PE	Vitória <i>et al.</i> , 2019
<i>Vesiculozygosporium echinosporum</i> (Bunting & E.W. Mason) Crous (como <i>Zygosporium echinosporum</i> Bunting & E.W. Mason)	Ba; Ca; Ep; Fo; Pe	Sapróbio	PA	Este estudo; Castro <i>et al.</i> , 2012
Diatrypaceae				
<i>Diatrype euterpes</i> (Henn.) Rappaz (como <i>Eutypa euterpes</i> Henn.)	Fo	Sapróbio	PA	Rappaz, 1987
Fasciatisporaceae				
<i>Fasciatispora petrakii</i> (Mhaskar & V.G. Rao) K.D. Hyde	Fo	Sapróbio	BA	Vitória <i>et al.</i> , 2014
Hypoxylaceae				
<i>Daldinia eschscholtzii</i> (Ehrenb.) Rehm	Fo	Endofítico	PA	Rodrigues, 1994
<i>Stilbohypoxyton quisquiliarum</i> (Mont.) J.D. Rogers & Y.M. Ju (como <i>Hypoxyton quisquiliarum</i> (Mont.) Mont.)	Fo	Endofítico	PA	Rodrigues, 1994
<i>Nemania serpens</i> (Pers.) Gray (como <i>Hypoxyton serpens</i> (Pers.) Kickx)	Fo	Endofítico	PA	Rodrigues, 1994
<i>Annulohypoxyton stygium</i> (Lév.) Y.M. Ju, J.D. Rogers & H.M. Hsieh (como <i>Hypoxyton stygium</i> (Lév.) Sacc.)	Fo	Endofítico	PA	Rodrigues, 1994
Microdochiaceae				
<i>Idriella amazonica</i> K.F. Rodrigues & Samuels	Fo	Endofítico	PA	Rodrigues, 1994
<i>Idriella asaicola</i> K.F. Rodrigues & Samuels	Fo	Endofítico	PA	Rodrigues, 1994
<i>Idriella euterpes</i> K.F. Rodrigues & Samuels	Fo	Endofítico	PA	Rodrigues, 1994
Oxydothidaceae				
<i>Oxydothis manokwariensis</i> K.D. Hyde	Rq	Sapróbio	PE	Vitória <i>et al.</i> , 2019
<i>Oxydothis mauritiae</i> J. Fröhl. & K.D. Hyde	Rq	Sapróbio	PE	Vitória <i>et al.</i> , 2019
<i>Oxydothis poliothea</i> Syd.	Fo	Endofítico	PA	Rodrigues, 1994
Pseudomassariaceae				
<i>Leiosphaerella cocoes</i> (Petch) Samuels & Rossman	Fo	Endofítico	PA	Rodrigues, 1994
Xylariaceae				
<i>Anthostomella nitidissima</i> (Durieu & Mont.) Sacc.	Rq	Sapróbio	PE	Vitória <i>et al.</i> , 2019
<i>Dematophora pepo</i> (Pat.) C. Lamb., Wittstein & M. Stadler (como <i>Rosellinia pepo</i> Pat.)	Rz	Fitopatígeno	-	Mendes <i>et al.</i> , 1998
<i>Ustulina deusta</i> (Hoffm.) Maire	Fo	Endofítico	PA	Rodrigues, 1994
<i>Xylaria hypoxyton</i> (L.) Grev. (como <i>Xylaria adscendens</i> (Fr.) Fr.)	Fo	Endofítico	PA	Rodrigues, 1994
<i>Xylaria allantoidea</i> (Berk.) Fr.	Fo	Endofítico	PA	Rodrigues, 1994
<i>Xylaria arbuscula</i> Sacc.	Fo	Endofítico	PA	Rodrigues, 1994
<i>Xylaria coccophora</i> Mont.	Fo	Endofítico	PA	Rodrigues, 1994
<i>Xylaria cubensis</i> (Mont.) Fr.	Fo	Endofítico	PA	Rodrigues, 1994

Espécie	Substrato	Grupo Ecológico	Local	Referência
<i>Xylaria curta</i> Fr.	Fo	Endofítico	PA	Rodrigues, 1994
Zygosporiaceae				
<i>Zygosporium gibbum</i> (Sacc., M. Rousseau & E. Bommer) S. Hughes	Ba, Ep, Fo, Rq	Sapróbio	PA	Castro <i>et al.</i> , 2012
<i>Zygosporium masonii</i> S. Hughes	Rq	Sapróbio	PA	Este estudo
<i>Zygosporium oscheoides</i> Mont.	Fo	Sapróbio	PA	Este estudo
Incertae sedis				
<i>Circinotrichum olivaceum</i> (Speg.) Piroz.	Ba; Ca; Rq	Sapróbio	PA	Este estudo; Castro <i>et al.</i> , 2012
<i>Circinotrichum papakurae</i> S. Hughes & Piroz.	Rq	Sapróbio	PA	Este estudo
<i>Gyrothrix microsperma</i> (Höhn.) Piroz.	Ba	Sapróbio	PA	Este estudo
<i>Gyrothrix podosperma</i> (Corda) Rabenh.	Ba	Sapróbio	PA	Castro <i>et al.</i> , 2012
<i>Melanographium citri</i> (Gonz. Frag. & Cif.) M.B. Ellis	Ca; Fo; Pe; Rq	Sapróbio	PA	Este estudo; Castro <i>et al.</i> , 2012
• <i>Melanographium laxum</i> Rifai	Rq	Sapróbio	PA	Este estudo
Sordariomycetes famílias incertae sedis				
Acrodictyaceae				
• <i>Acrodictys balladynae</i> (Hansf.) M.B. Ellis	Fo	Fungícola	PA	Este estudo
<i>Acrodictys elaeidicola</i> M.B. Ellis	Fo	Endofítico	PA	Rodrigues, 1994
Sordariomycetes gêneros incertae sedis				
<i>Cancellidium applanatum</i> Tubaki	Ba	Sapróbio	PA	Este estudo
• <i>Didymobotryum korthalsiae</i> Subram.	Ca	Sapróbio	PA	Este estudo
<i>Ellisembia adscendens</i> (Berk.) Subram.	Ba, Ca, Fo	Sapróbio	PA	Castro <i>et al.</i> , 2012
<i>Ellisembia antillana</i> (R.F. Castañeda & W.B. Kendr.) McKenzie	Ca	Sapróbio	PA	Este estudo
* <i>Ellisembia bambusicola</i> (M.B. Ellis) J. Mena & G. Delgado	Fo	Sapróbio	PA	Este estudo
<i>Ellisembia brachypus</i> (Ellis & Everh.) Subram.	Ba, Fo	Sapróbio	PA	Castro <i>et al.</i> , 2012
<i>Ellisembia leonensis</i> (M.B. Ellis) McKenzie	Ba	Sapróbio	PA	Castro <i>et al.</i> , 2012
ASCOMYCOTA, genera incertae sedis				
<i>Acarocybellina arengae</i> (Matsush.) Subram	Pe; Rq	Sapróbio	PA	Este estudo; Castro <i>et al.</i> , 2012
<i>Anisospadicoides macrocontinua</i> (Matsush.) R.F. Castañeda, M. Qiao & Z.F. Yu (como <i>Spadicoides macrocontinua</i> Matsush.)	Rq	Sapróbio	PA	Castro <i>et al.</i> , 2012
<i>Arachnophora hughesii</i> R.F. Castañeda & Guarro	Ca	Sapróbio	PA	Castro <i>et al.</i> , 2011
* <i>Arachnophora polybrachiata</i> S.M. Leão, R.F. Castañeda & Gusmão	Fo	Sapróbio	PA	Este estudo
<i>Chaetochalara laevis</i> B. Sutton & Hodges	Ba	Sapróbio	PA	Este estudo
<i>Coleodictyospora micronesiaca</i> (Matsush.) Matsush.	Ba; Ca; Ep; Pe; Rq	Sapróbio	PA	Este estudo; Castro <i>et al.</i> , 2012
<i>Corynesporopsis inaequiseptata</i> Matsush.	Rq	Sapróbio	PA	Castro <i>et al.</i> , 2012
<i>Corynesporopsis isabelicae</i> Hol.-Jech.	Rq	Sapróbio	PA	Este estudo
<i>Guedea novae-zelandiae</i> S. Hughes	Ca	Sapróbio	PA	Este estudo
<i>Hyphodiscosia jaipurensis</i> Lodha & K.R.C. Reddy	Fo; Ca	Sapróbio	PA	Este estudo

Espécie	Substrato	Grupo Ecológico	Local	Referência
<i>Inesiosporium muiense</i> (B. Sutton & Hodges) R.F. Castañeda & W. Gams	Ba	Sapróbio	PA	Este estudo
♦ <i>Mycelephas robustus</i> (R.F. Castañeda) R.F. Castañeda	Pe, Rq	Sapróbio	PA	Este estudo
* <i>Penzigomyces australiensis</i> (M.B. Ellis) Subram.	Fo	Sapróbio	PA	Este estudo
<i>Physalidiella elegans</i> (Luppi Mosca) Rulamort	Ba; Ca; Rq	Sapróbio	PA	Este estudo; Castro <i>et al.</i> , 2012
♦ <i>Polytretophora calcarata</i> Mercado	Fo	Sapróbio	PA	Este estudo
<i>Septosporiopsis elaeidis</i> (J.M. Yen & Sulmont) W.A. Baker & Morgan-Jones	Ba; Pe	Sapróbio	PA	Este estudo; Castro <i>et al.</i> , 2011
<i>Solheimia costispora</i> E.F. Morris	Fo	Sapróbio	PA	Este estudo
<i>Sporidesmiella novae-zelandiae</i> (S. Hughes) Madri, Hern.-Restr. & Crous	Ca	Sapróbio	PA	Este estudo
GLOMEROMYCOTA				
GLOMEROMYCETES				
Gigasporales				
Racocetraceae				
<i>Cetraspora gilmorei</i> (Trappe & Gerd.) Oehl, F.A. Souza & Sieverd. ≡ <i>Gigaspora gilmorei</i> Trappe & Gerd.	Solo	Micorriza	PA	Chu, 1999

Tratamento taxonômico

***Acrodictys balladynae* (Hansf.) M.B. Ellis, Mycol. Pap. 79: 9 (1961). Figura 4.**

≡ *Acrospeira balladynae* Hansf., Proc. Linn. Soc. London 157: 40 (1945).

Conidióforos macronematosos, mononematosos, solitários, eretos, retos, inchados ou lobados na base, afinando em direção ao ápice, castanhos, lisos, 0–1 septo, $22\text{--}67 \times 2 \mu\text{m}$ ($\bar{x} = 45,1 \times 2$, $n = 20$). Células conidiogênicas monoblásticas, terminais, determinadas, cilíndricas, lisas, castanhas, podendo sair diretamente da hifa. Conídios solitários, secos, piriformes, geralmente com 1 septo transversal e 1 septo longitudinal, levemente constrito no septo, lisos, $17,5\text{--}20 \times 12,5\text{--}15 \mu\text{m}$ ($\bar{x} = 19,5 \times 12,7$, $n = 10$); células apicais castanho escuras, célula basal obcônica, castanho-clara.

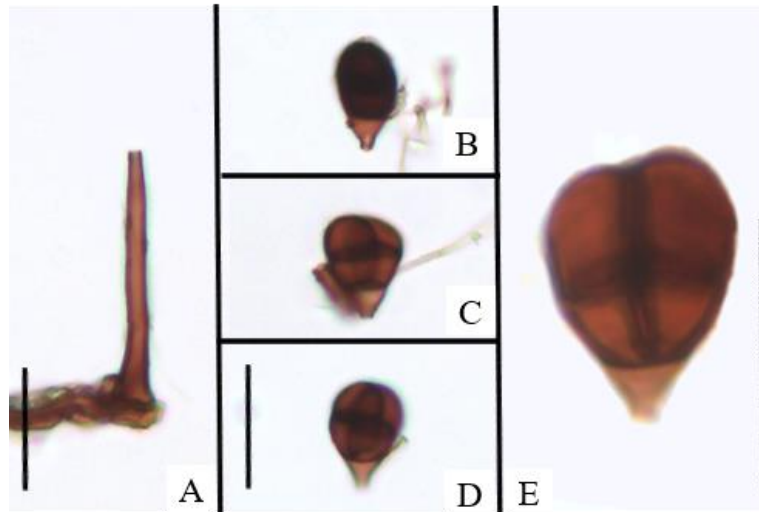
Material examinado: BRASIL, Pará, Acará, sobre folíolo em decomposição de *Euterpe oleracea* Mart. (Arecaceae) associado a um fungo desconhecido, 1 dezembro 2020, Miglio-25 (MG 245038).

Distribuição conhecida: Gana, Serra Leoa, Uganda (ELLIS, 1961), Nigéria (CALDUCH *et al.*, 2003), Índia (DUBEY, 2018, HOSAGOUDAR, 2003), Brasil (este estudo).

Comentários: *Acrodictys* foi descrito por Ellis (1961), apresentando nove espécies além da espécie tipo *A. bambusicola* M.B. Ellis. Posteriormente, Baker & Morgan-Jones (2003) e Baker *et al.* (2002a, 2002b) redefiniram o conceito do gênero e propuseram *Junewangia* W.A. Baker & Morgan-Jones, *Rhexoacrodictys* W.A. Baker & Morgan-Jones e *Pseudoacrodictys* W.A. Baker & Morgan-Jones. Gams *et al.* (2009) também propuseram *Bhatia* W.A. Baker & Morgan-Jones e *Synnemacrodictys* W.A. Baker & Morgan-Jones para acomodar espécies com conidióforos ramificados e sinematosos. Atualmente *Acrodictys* é caracterizado por conídios muriformes, com septos transversais e longitudinais, formados em conidióforos macronematosos, mononematosos, eretos, septados, castanhos, apresentando percorrências na célula conidiogênica monoblástica, integrada, terminal (ELLIS, 1961; XIA *et al.*, 2017). As famílias Acrodictyaceae e Junewangiaceae foram introduzidas por Xia *et al.* (2017) e incluem várias espécies de *Acrodictys* e gêneros afins. *Acrodictys balladynae* foi primeiramente descrito como *Acrospeira balladynae* Hansf. por Hansford (1945), em Gana, e posteriormente combinado por Ellis (1961) para o gênero *Acrodictys*. A espécie tipo foi encontrada associada a outro fungo do gênero *Balladyna* (Balladynaceae, Dothideomycetes incertae sedis). O material brasileiro possui conídios com dimensões similares os obtidos na

descrição original, embora sejam menores ($17,5\text{--}20 \times 12,5\text{--}15 \mu\text{m}$ vs. $18\text{--}25 \times 13\text{--}19 \mu\text{m}$), e também foi encontrado associado a um fungo ainda desconhecido. Este é o primeiro registro da espécie para o continente Americano.

Figura 4 – *Acrodictys balladynae*. A. Conidióforo; B-E. Conídios. Escala: A-E= 20 μm .



Fotos: A autora.

***Didymobotryum korthalsiae* Subram., Kavaka 22/23: 57 (1996). Figura 5.**

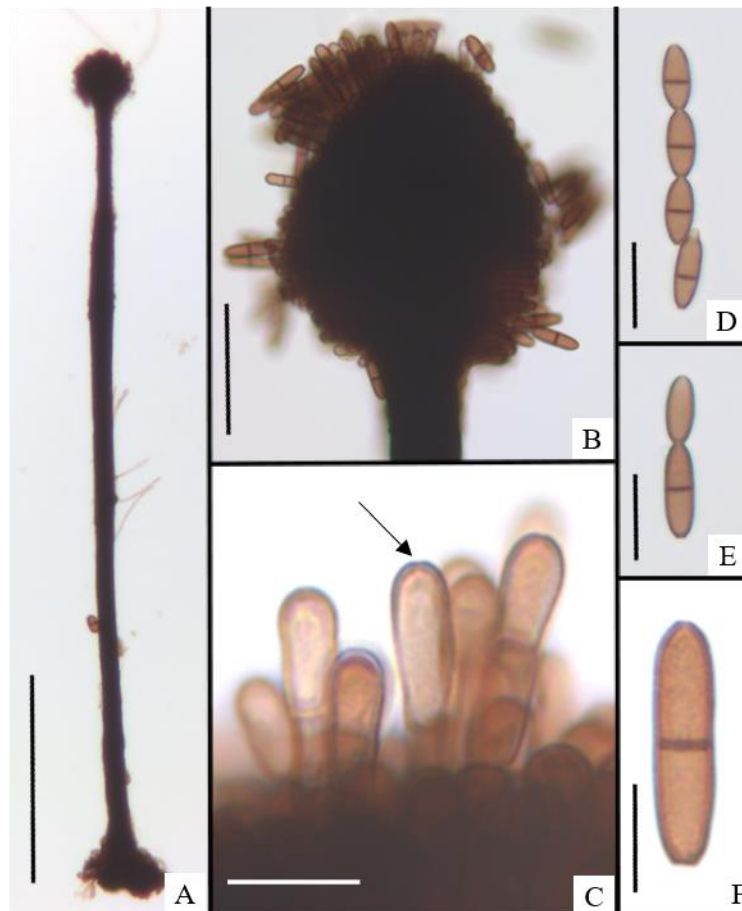
Sinêmio ereto, reto, simples, rígido, consistindo de um estipe cilíndrico, base ampla ou lobada, $730\text{--}1900 \mu\text{m}$ ($\bar{x} = 1216,5$, $n = 20$) de comprimento, $20\text{--}40 \mu\text{m}$ ($\bar{x} = 26$, $n = 20$) largura na parte central, $20\text{--}80 \mu\text{m}$ ($\bar{x} = 46,5$, $n = 20$) largura da base. A porção apical é composta de células conidiogênicas compactadas, porém fracamente afrouxadas no ápice, $50\text{--}200 \times 60\text{--}100 \mu\text{m}$ ($\bar{x} = 111 \times 77,5$, $n = 20$). Células conidiogênicas monotréticas, clavadas, lisas, subhialinas a castanho douradas, $7,5\text{--}12,5 \times 2,5\text{--}5 \mu\text{m}$ ($\bar{x} = 9,5 \times 3$, $n = 10$). Conídios produzidos em cadeias acrópetas simples, secos, 0–1-septados (principalmente 1) estreitamente elípticos, estreitando-se levemente a cada extremidade com uma cicatriz indicando o ponto de ligação com conídios mais velhos ou mais novos, lisos, castanho claros, $15\text{--}22,5 \times 2,5\text{--}5 \mu\text{m}$ ($\bar{x} = 19 \times 3,8$, $n = 20$).

Material examinado: BRASIL, Pará, Belém, Ilha do Combu, sobre cacho em decomposição de *Euterpe oleracea* Mart. (Arecaceae), 24 junho 2021, Miglio-115 (MG 245128); Miglio-125 (MG 245138); Miglio-136 (MG 245149); Miglio 139 (MG 245152).

Distribuição conhecida: Singapura (SUBRAMANIAN, 1996), Brasil (este estudo).

Comentários: *Didymobotryum* Sacc. foi estabelecido por Saccardo (1886) como uma nova combinação para *Periconia rigida* Berk. & Broome (BERKELEY; BROOME 1873), com *D. rigidum* (Berk. & Broome) Sacc. como espécie tipo. É caracterizado principalmente por seus conidióforos sinematosos e células conidiogênicas monotréticas, que produzem cadeias acrópetas não ramificadas, com conídios geralmente 1-septados (SACCARDO, 1886; SEIFERT *et al.*, 2011). O gênero possui, atualmente, 12 espécies aceitas (INDEX FUNGORUM, 2022). *Didymobotryum korthalsiae* foi encontrado pela primeira vez por Subramanian (1996) em raque em decomposição de *Korthalsia* sp. (Arecaceae) em Singapura, tendo até então sua distribuição restrita apenas a localidade tipo. O material brasileiro apresentou sinêmios maiores (730–1900 μm vs. até 1240 μm) que a espécie tipo, além de conídios levemente maiores e mais estreitos ($15\text{--}22,5 \times 2,5\text{--}5 \mu\text{m}$ vs. $16\text{--}20 \times 4,5\text{--}6 \mu\text{m}$). Este é o primeiro registro da espécie para o continente Americano.

Figura 5 – *Didymobotryum korthalsiae*. A. Sinêmio; B. Porção apical; C. Seta indicando o poro da célula conidiogênica; D-F. Conídios. Escala: A= 200 μm ; B= 50 μm ; C= 10 μm ; D–E= 20 μm ; F= 10 μm .



Fotos: A autora

***Melanographium laxum* Rifai, Reinwardtia 10(1): 99 (1982). Figura 6.**

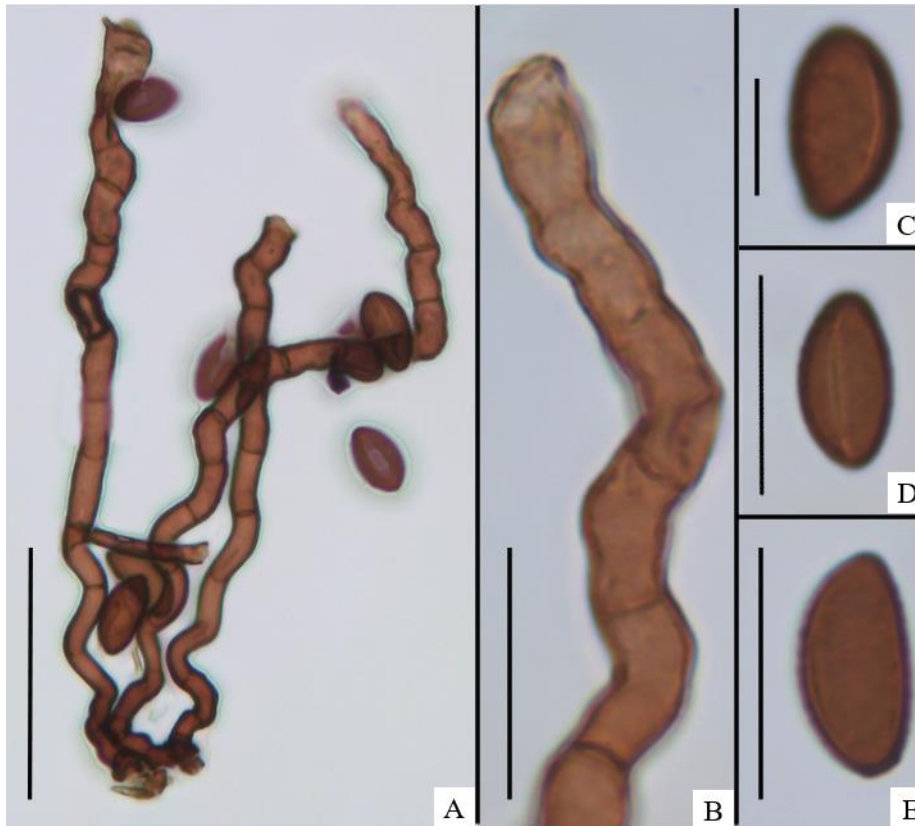
Conidióforos macronematosos, mononematosos, surgindo lateral ou apicalmente da hifa, não ramificados, flexuosos, septados, lisos, castanho escuros, podendo ser castanho claros em direção ao ápice, $125\text{--}180 \times 5\text{--}7 \mu\text{m}$ ($\bar{x} = 149,7 \times 5,35$, $n = 20$). Células conidiogênicas poliblasticas, integradas, terminais, cilíndricas, simpodiais, com cicatrizes pequenas. Conídios secos, solitários, levemente reniformes, lisos, com uma fenda germinativa hialina longitudinal, castanho escuros, $12,5\text{--}20 \times 7,5\text{--}8 \mu\text{m}$ ($\bar{x} = 15,2 \times 7,6$, $n = 20$).

Material examinado: BRASIL, Pará, Santa Bárbara do Pará, sobre raque em decomposição de *Euterpe oleracea* Mart. (Arecaceae), 3 dezembro 2020, Miglio-199 (MG 245212).

Distribuição conhecida: Indonésia (RIFAI, 1982), Brasil (este estudo).

Comentários: Saccardo (1913) descreveu o gênero *Melanographium* com *M. spleniosporum* Sacc. como espécie tipo. Atualmente existem doze espécies aceitas no gênero (SOMRITHIPOL; GARETH JONES, 2005; HYDE *et al.*, 2020; BOONMEE *et al.*, 2021; INDEX FUNGORUM, 2022), dentre as quais sete delas são conhecidas em associação com membros de Arecaceae (FARR; ROSSMANN, 2006). Com exceção de *M. laxum*, o gênero é principalmente caracterizado por produzir conidióforos organizados em fascículos frouxos ou densos, geralmente desenvolvidos em estromas imersos no substrato, castanhos, eretos, multiseptados e não ramificados, com células conidiogênicas poliblasticas, simpodiais produzindo conídios unicelulares, geralmente reniformes, com uma fenda germinativa hialina (ELLIS, 1963; SOMRITHIPOL; GARETH JONES, 2005). Até então restrito à localidade tipo, *M. laxum* foi encontrado em Java, na Indonésia, associado a pecíolos em decomposição de uma palmeira brasileira (*Astrocaryum* sp.) (RIFAI, 1982). O espécime registrado no Brasil tem dimensões bem semelhantes à espécie tipo, com os conídios levemente menores ($12,5\text{--}20 \times 7,5\text{--}8 \mu\text{m}$ vs. $16\text{--}20 \times 7\text{--}10$). Este é o primeiro registro desta espécie para o continente Americano.

Figura 6 – *Melanographium laxum*. A. Conidióforos flexuosos; B. Célula conidiogênica terminal; C-E. Conídios com fenda germinativa hialina. A= 50 μm ; B= 20 μm ; C= 10 μm ; D–E= 20 μm .



Fotos: A autora.

***Parasymphodiella eucalypti* Chew. & Crous, Persoonia 23: 70 (2009). Figura 7.**

Conidióforos macronematosos, mononematosos, solitários, cilíndricos, raramente ramificados, castanho escuros a castanho claros em direção ao ápice, até 42 septos, 690–1700 \times 5 μm (\bar{x} = 1082 \times 5, n= 5). Células conidiogênicas tálicas, integradas, terminais e intercalares, se estendendo simpodialmente, com um locus conidiogênico por célula, lisas, castanhos a hialinas em direção ao ápice, 25–82,5 \times 5 μm (\bar{x} = 52,25 \times 5, n = 10). Conídios tálico-ártricos, secos, lisos, hialinos a castanho claros, cilíndricos, ápice e base truncados, ocorrendo em cadeias não ramificadas, com um tampão puntiforme em cada extremidade, raramente inchados na célula apical, 1–2 septos, 25–67 \times 4–10 μm (\bar{x} = 42,9 \times 5,6, n= 40).

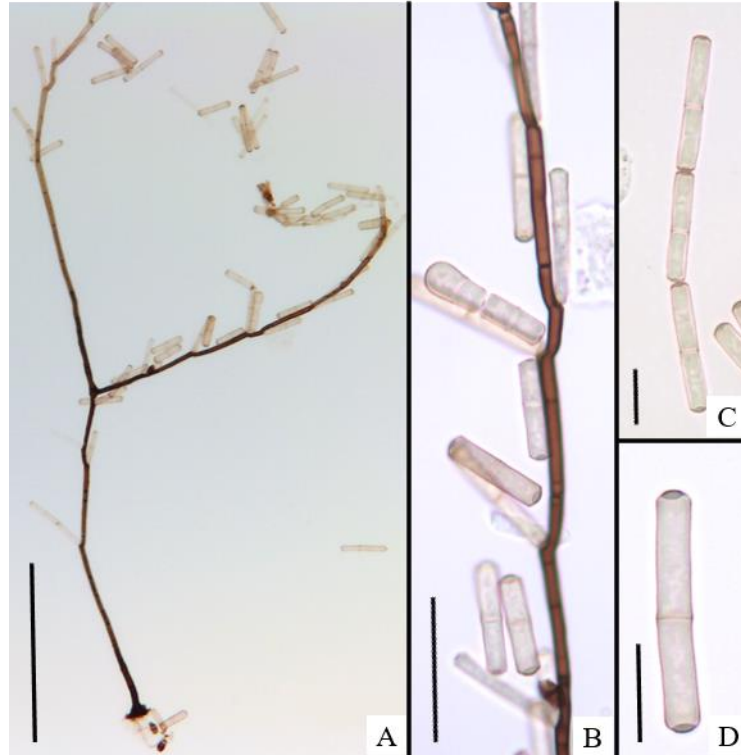
Material examinado: BRASIL, Pará, Belém, Ilha do Combu, sobre bainha em decomposição de *Euterpe oleracea* Mart. (Arecaceae), 2 dezembro 2020, Miglio-42 (MG 245055); *idem*, Santa Bárbara do Pará, sobre bainha e raque em decomposição de *E. oleracea* Mart.

(Arecaceae) 23 junho de 2021, Miglio-170 (MG 245183); *idem*, Miglio-194 (MG 245207); *idem*, Miglio-195 (MG 245208).

Distribuição conhecida: Venezuela (CHEEWANGKOON *et al.*, 2009), China (LI *et al.*, 2013), Brasil (este estudo).

Comentários: O gênero *Parasympodiella* Ponnappa foi estabelecido por Ponnappa (1975) tendo *P. laxa* (Subram. & Vittal) Ponnappa como espécie tipo e é caracterizado por conidióforos distintos, macronematosos, solitários, geralmente simples, com células conidiogênicas tálicas, terminais, intercalares, integradas, indeterminadas e simpodiais e conídios tálico-ártricos, cilíndricos, em cadeias não ramificadas, asseptados ou septados, hialinos (PONNAPPA, 1975; BUNDHUN *et al.*, 2021). Atualmente o gênero possui dez espécies aceitas e incluídas em Parasympodiellaceae (Coronophorales) (HERNÁNDEZ-RESTREPO *et al.*, 2017; BUNDHUN *et al.*, 2021; INDEX FUNGORUM, 2022). *Parasympodiella eucalypti* tem maior similaridade morfológica com *P. elongata* Crous, M.J. Wingf. & W.B. Kendr., mas apresenta conídios mais longos e mais estreitos ($25\text{--}67 \times 4\text{--}10 \mu\text{m}$ vs. $20\text{--}40 \times 6\text{--}12 \mu\text{m}$) e conidióforos maiores ($690\text{--}1700 \times 5 \mu\text{m}$ vs. até $900 \times 8 \mu\text{m}$) (CROUS *et al.*, 1995). Nos espécimes brasileiros foram registrados conidióforos maiores ($690\text{--}1700 \times 5 \mu\text{m}$) que os da espécie tipo (até $700 \times 5\text{--}8 \mu\text{m}$) descrita por Cheewangkoon & Crous (2009). Esta espécie representa um novo registro para o Brasil.

Figura 7 – *Parasymphodiella eucalypti*. A. Conidióforo ramificado; B. Células conidiogênicas intercalares; C. Conídios em cadeia; D. Conídio com detalhe nos tampões puntiformes nas extremidades. A= 200 μm ; B= 50 μm ; C= 20 μm ; D= 20 μm .



Fotos: A autora.

***Polytretophora calcarata* Mercado, Acta Botanica Cubana 16: 3 (1983). Figura 8.**

Conidióforos macronematosos, mononematosos, solitários, retos, não ramificados, septados, lisos, castanhos a castanho claros em direção ao ápice, 190–490 μm (\bar{x} = 337 μm , n = 20) de comprimento; 2,5–7,5 μm (\bar{x} = 5 μm , n = 20) de largura no meio; 5–7,5 μm (\bar{x} = 6,8 μm , n = 20) de largura na base. Células conidiogênicas politréticas, integradas, intercalares e terminais, cilíndricas, castanho claros; intercalares 10–30 \times 5 μm (\bar{x} = 18,7 \times 5 μm , n = 10); apicais 5–10 \times 5 μm (\bar{x} = 7 \times 5 μm , n = 20). Conídios acropleurógenos, solitários, secos, lisos, 1 septo, 12,5–22,5 \times 5–8 μm (\bar{x} = 17,7 \times 6,1 μm , n = 20) tamanho total; células basais ovoides a elipsoidais, castanhos a castanho escuros, 7,5–15 \times 5–7,5 μm (\bar{x} = 11,5 \times 5,3 μm , n = 20); células apicais subhialinas a castanho claras, estreitamente triangular, 2–7 \times 2–4 μm (\bar{x} = 3,9 \times 2,2 μm , n = 20).

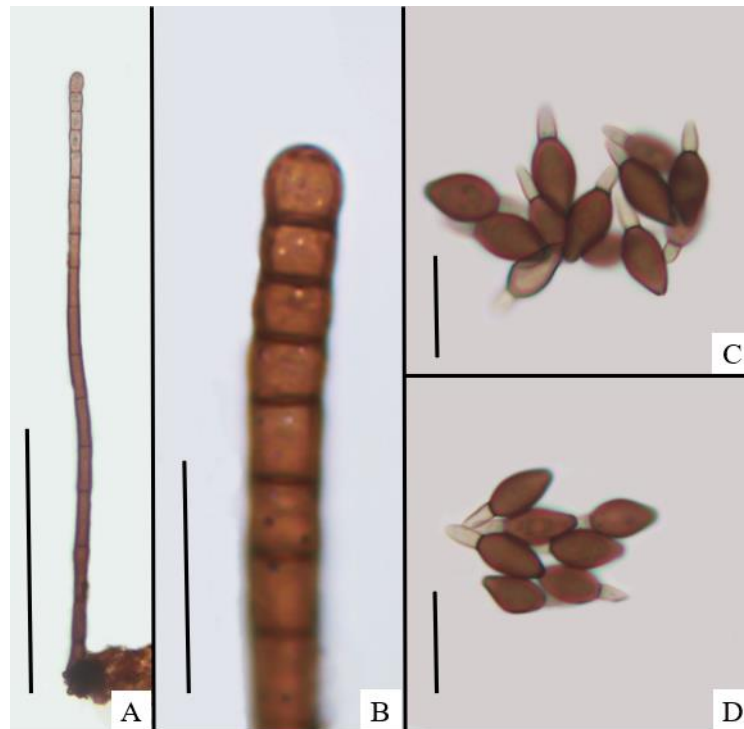
Material examinado: BRASIL, Pará, Acará, Vila Vinagre, sobre folíolo em decomposição de *Euterpe oleracea* Mart. (Arecaceae), 1 de dezembro de 2020, Miglio-05 (MG 245018); *idem*, Miglio-22 (MG 245035); *idem*, Miglio-35 (MG 245048); *idem*, 22 de junho de 2021, Miglio-

144 (MG 245157); Belém, Ilha do Combu, sobre folíolo em decomposição de *Euterpe oleracea* Mart. (Arecaceae), 2 de dezembro de 2020, Miglio-41 (MG 245054); Santa Bárbara do Pará, plantio de açaí, em folíolo em decomposição de *Euterpe oleracea* Mart. (Arecaceae), 3 dezembro de 2020, Miglio-71 (MG 245084); *idem*, Miglio-86 (MG 245099); *idem*, Miglio-96 (MG 245109); *idem*, Miglio-100 (MG 245113); *idem*, 23 de junho de 2021, Miglio-175 (MG 245188); *idem*, Miglio-180 (MG 245193); *idem*, Miglio-191 (MG 245204); *idem*, Miglio-196 (MG 245209).

Distribuição conhecida: Hong Kong (LU *et al.*, 2000, ZHUANG, 2001), China, Malásia (KUTHUBUTHEEN; NAWAWI, 1991), Austrália, Filipinas, Ilhas Salomão, Micronésia, Nova Caledônia, Seicheles (WHITTON *et al.*, 2001), Estados Unidos (DELGADO, 2010), Cuba (MERCADO, 1983), Peru (MATSUSHIMA 1993), Brasil (este estudo).

Comentários: Mercado-Sierra (1983) descreveu o gênero *Polytretophora* tendo *P. calcarata* Mercado como espécie tipo. É um gênero caracterizado por conidióforos macronematosos, mononematosos, simples ou irregularmente ou dicotomicamente ramificados, castanhos a castanho escuros, septados, com células conidiogênicas politréticas, integradas, terminais e intercalares, produzindo conídios acropleurógenos, septados, levemente curvados, formados por uma célula basal larga, castanha, com a base truncada e uma célula apical castanho clara, cônica (KUTHUBUTHEEN; NAWAWI, 1991; WHITTON *et al.*, 2001). Atualmente esse gênero possui três espécies aceitas (WHITTON *et al.*, 2001). *Polytretophora calcarata* tem distribuição pantropical (DELGADO, 2010). Os espécimes brasileiros apresentaram conidióforos maiores em comprimento (190–490 μm vs. 150–350 μm) e conídio menores (12,5–22,5 \times 5–8 μm vs. 14–29 \times 6–8 μm) do que a espécie tipo (MERCADO-SIERRA, 1983). Esta espécie representa um novo registro para o Brasil.

Figura 8 – *Polytretophora calcarata*. A. Conidióforo mononematoso; B. Células conidiogênicas politréticas; C-D. Conídios. A= 100 μm ; B= 20 μm ; C-D=20 μm .



Fonte: A autora.

***Wiesneriomyces conjunctosporus* Kuthub. & Nawawi, Trans. Br. Mycol. Soc. 90(4): 619 (1988). Figura 9.**

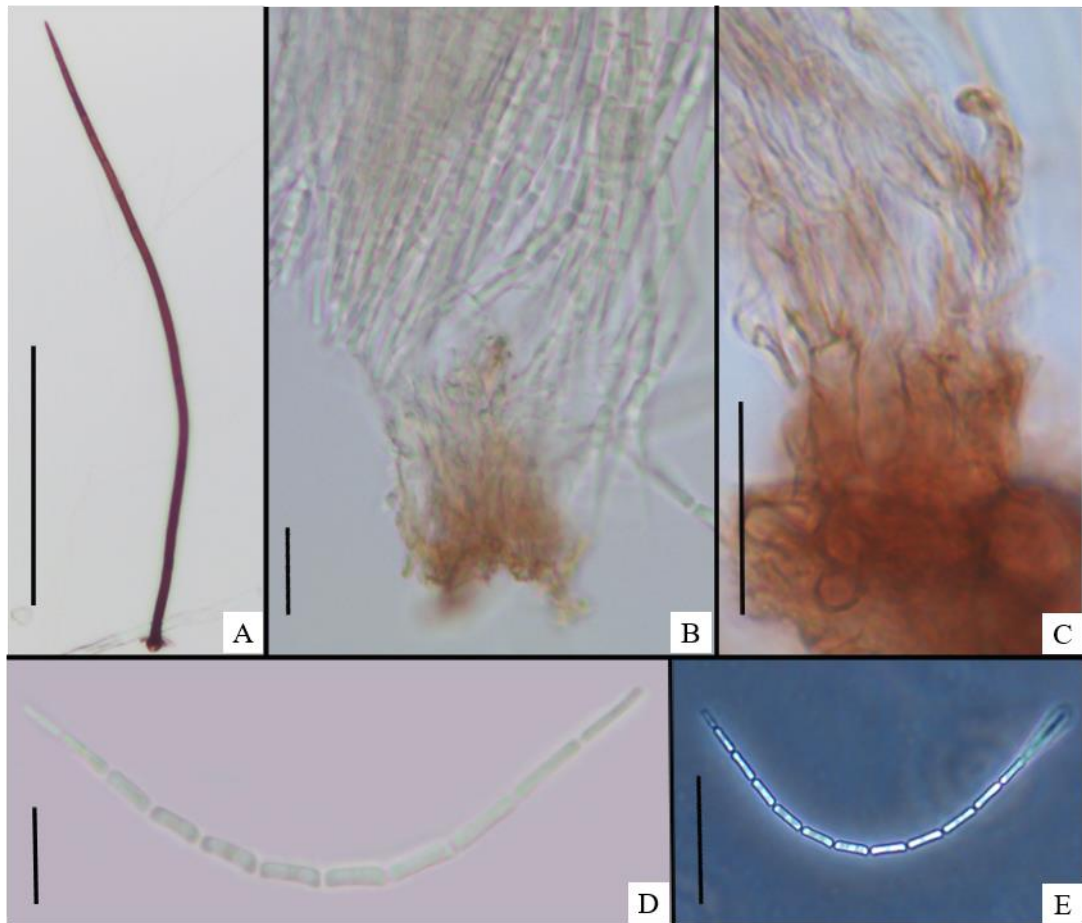
Conidioma esporodoquial, solitário, elevado por uma haste escura, com setas surgindo da base. Setas subuladas, afilando em direção ao ápice, septadas, lisas, paredes espessas, castanho escuras, projetadas acima do nível dos conidióforos e massa de conídios, 360–590 μm (\bar{x} = 443 μm , n = 20) de comprimento; 7,5–10 μm (\bar{x} = 9,5 μm , n = 20) de largura na base; 5–7,5 μm (\bar{x} = 5,8 μm , n = 20) de largura na parte central. Conidióforos semi-macronematosos, formados próximos uns aos outros, castanhos claros na base a subhialinos no ápice, septados. Células conidiogênicas terminais, integradas, clavadas a cilíndricas, hialinas, lisas. Conídios acrógenos, hialinos, lisos, formados em cadeias de 8–15 células conectadas por um istmo discreto, principalmente em formato de U, 125–225 \times 2,5 μm (\bar{x} = 180,5 \times 2,5 μm , n = 20); células apicais e basais cônicas a oblavadas, 5–15 \times 2,5 μm , células intermediárias cilíndricas.

Material examinado: BRASIL, Pará, Belém, Ilha do Combu, sobre bainha em decomposição de *Euterpe oleracea* Mart. (Arecaceae), 2 dezembro 2020, Miglio-50 (MG 245063); *idem*, 24 junho 2021, Miglio-135 (MG 245148).

Distribuição conhecida: Índia, Indonésia, Papua-Nova Guiné, Taiwan, Tailândia (SUETRONG *et al.*, 2014), Malásia (KUTHUBUTHEEN; NAWAWI, 1988, SUETRONG *et al.*, 2014), Brasil (este estudo).

Comentários: *Wiesneriomyces* Koord. foi introduzido por Koorders (1907) com *W. javanicus* Koord. (= *W. laurinus* (Tassi) P.M. Kirk) como espécie-tipo. O gênero é caracterizado por apresentar conidioma esporoquial com setas de parede espessada, castanhas, conidióforos macronematosos, ramificados, com células conidiogênicas produzindo conídios hialinos, em cadeias, ligados por um istmo (SUETRONG *et al.*, 2014). Atualmente estão aceitas três espécies nesse gênero, incluídas em Wiesneriomycetaceae (Tubeufiales) (WHITTON *et al.*, 2001; SUETRONG *et al.*, 2014). No material brasileiro, as dimensões das setas estão de acordo com o tipo de *W. conjunctosporus*, porém os conídios são muito menores ($125\text{--}225 \times 2,5 \mu\text{m}$ vs. $330\text{--}340 \times 2,7\text{--}3,5 \mu\text{m}$) (KUTHUBUTHEEN; NAWAWI, 1988). Esta espécie representa um novo registro para o continente Americano.

Figura 9 – *Wiesneriomyces conjunctosporus*. A. Seta estéril; B. Conidióforos; C. Conidióforos e células conidiogênicas; D-E. Conídios. A= 200 μm ; B= 20 μm ; C= 20 μm ; D = 20 μm ; E = 50 μm .



Fotos: A autora.

Discussão

O presente estudo apresenta uma listagem de fungos associados a *E. oleracea* no Brasil. As espécies encontradas pertencem ao filo Ascomycota, estando incluídas principalmente nas classes Sordariomycetes e Dothideomycetes, as mais representativas deste filo e majoritariamente decompositoras (HONGSANAN *et al.*, 2017; PEM *et al.*, 2021). Glomeromycota foi representada por uma única espécie da classe Glomeromycetes (CHU, 1999), refletindo a falta de estudos focados em micorrizas associadas a palmeiras (AL-YAHYA'EI *et al.*, 2011).

Uma quantidade expressiva de fungos sapróbios ocorreu em substratos de *E. oleracea*, sendo o grupo ecológico mais encontrado nas amostras analisadas e no levantamento bibliográfico. Fungos saprotróficos tem um papel essencial na decomposição da matéria

orgânica e ciclagem de nutrientes, contribuindo para o enriquecimento nutricional do solo (PEAY; BARALOTO; FINE, 2013; LODGE; CANTRELL; GONZÁLEZ, 2014; MUELLER *et al.*, 2016). A maior parte dos fungos sapróbios ocorreu em substratos lignificados (bainhas, raques e pecíolos). Resultado similar foi relatado por Castro *et al.* (2011, 2012), que realizou estudos com fungos conidiais na Ilha do Combu analisando os mesmos substratos em *E. oleracea* (Tabela 1). Em um estudo realizado por Grandi (1999) com folhas de *E. edulis* Mart. foram relatados 26 hifomicetos decompositores em folíolos desta planta, com resultado similar ao encontrado em *E. oleracea*.

Fungos endofíticos ainda são pouco explorados em palmeiras (TAYLOR *et al.*, 1999; FRÓHLICH *et al.*, 2000) e representam um grupo com grande diversidade morfológica e metabólica a ser explorada. Estes fungos podem fornecer muitas vantagens as suas plantas hospedeiras, principalmente para sua proteção (RODRIGUEZ *et al.*, 2009). Rodrigues (1992, 1994) reuniu informações sobre este grupo ecológico em folhas de *E. oleracea*, constatando que o índice de presença desses fungos era pequeno, porém quando ocorriam, a colonização era afetada por algumas variáveis como idade da folha, estágio de crescimento da planta e estação do ano. Além disso, novas espécies de fungos endofíticos do gênero *Idriella* P.E. Nelson & S. Wilh. foram descritas por Rodrigues (1992) associadas a esta palmeira.

Poucos estudos relatam fungos fitopatógenos em *E. oleracea*. Oliveira (2017) registrou a presença do fungo *Ceratocystis paradoxa* (Dade) C. Moreau causando sangramento do caule em plantas adultas de açaí. Já Poltronieri *et al.* (2008, 2013) relataram o fungo *Bipolaris bicolor* (Mitra) Shoemaker e *Exserohilum rostratum* (Drechsler) K.J. Leonard & Suggs causando manchas foliares em mudas de *E. oleracea* de aproximadamente um ano de idade. Em raízes somente *Dematophora pepo* (Pat.) C. Lamb., Wittstein & M. Stadler tem sido relatada como causador de apodrecimento (MENDES *et al.*, 1998). *Colletotrichum gloeosporioides* pode ser considerada o principal patógeno desta planta, por causar antracnose em seus frutos, levando a perdas significativas de produção de sua polpa (RODRIGUES *et al.*, 1994; BATISTA *et al.*, 2007).

Chu (1999) realizou um estudo com micorrizas em *E. oleracea* e concluiu que esta é uma espécie que muito se beneficia com a inoculação de micorrizas e relatou que *Scutellospora gilmorei* Walker & Sanders (= *Cetraspora gilmorei* (Trappe & Gerd.) Oehl, F.A. Souza & Sieverd.) e outra espécie do gênero *Acaulospora* sp. são as mais promissoras na formação de mudas de açaizeiro em viveiro. Até o momento a presença de associações micorrízicas permanece pouco explorada em palmeiras.

Neste estudo, apenas *Acrodictys balladynae* foi registrado como fungícola, crescendo em associação a um fungo não identificado. Hansford (1945) descreveu a espécie tipo associada à *Balladyna leonensis* Syd. em *Oxyanthus unilocularis* Hiern (Rubiaceae). Fungos fungícolas é um grupo ecológico pouco explorado, especialmente em ambientes tropicais, necessitando de inventários e abordagens ecológicas que esclareçam suas relações com os mais variados hospedeiros (SUN *et al.*, 2019). Na Amazônia este grupo permanece subamostrado e merece atenção em pesquisas micológicas.

Neste estudo as espécies *Acrodictys balladynae*, *Didymobotryum korthalsiae*, *Melanographium laxum*, *Parasymphodiella eucalypti*, *Polytretophora calcarata* e *Wiesneriomyces conjunctosporus* tiveram sua distribuição geográfica ampliada. O registro mais recente de *A. balladynae* foi feito por Dubey (2018) na Índia associado a *Catunaregam spinosa* (Thunb.) Tirveng. (Rubiaceae). *Didymobotryum korthalsiae* e *Melanographium laxum* estavam até então restritos à localidade tipo, sendo este o segundo registro mundial destas espécies (SUBRAMANIAN, 1996; RIFAI, 1982).

Polytretophora calcarata já foi amplamente coletado associado à espécies de *Arecaceae* e *Pandanaceae*, em países tropicais e subtropicais da Ásia, assim como Austrália, algumas ilhas do Pacífico Sul e Seichelles (MERCADO-SIERRA, 1983; KUTHUBUTHEEN; NAWAWI, 1991; HERNÁNDEZ; MENA, 1995; WHITTON *et al.*, 2001). A espécie tem como registro mais recente o espécime dos Estados Unidos (DELGADO, 2010). *Wiesneriomyces conjunctosporus* está principalmente restrito a países da Ásia e da Oceania (KUTHUBUTHEEN; NAWAWI, 1988; SUETRONG *et al.*, 2014), e não apresenta ocorrência frequente no ambiente. O relato destas espécies em *E. oleracea* indicam que esta planta pode favorecer o desenvolvimento desses fungos e que as mesmas podem ser amplamente distribuídas, necessitando de mais coleções em ambientes tropicais.

Conclusões

A lista apresenta uma expressiva e diversificada microbiota associadas a *E. oleracea*, que juntamente com os novos registros, contribuem para ampliar os dados sobre a distribuição de fungos conidiais no Brasil. Os dados apresentados evidenciam que a diversidade de fungos associados a esta palmeira tende a aumentar, conforme novos estudos abordando grupos ecológicos como endofíticos e sapróbios sejam realizados.

Agradecimentos

Agradecemos ao Museu Paraense Emílio Goeldi (MPEG) e à Universidade Federal Rural da Amazônia (UFRA) pela infraestrutura e apoio dado a esta pesquisa. O presente trabalho foi realizado com apoio do Greenpeace Brasil através do programa de bolsas Tatiana de Carvalho de Incentivo à Pesquisa e Conservação da Biodiversidade na Amazônia (2020-2022) Categoria 1: bolsa de estudos. “O presente trabalho foi realizado com apoio da Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior - Brasil (CAPES) - Código de Financiamento 001”.

Referências

- AL-YAHYA'EI, M.N.; OEHL, F.; VALLINO, M.; LUMINI, E.; REDECKER, D; WIEMKEN, A.; BONFANTE, P. Unique arbuscular mycorrhizal fungal communities uncovered in date palm plantations and surrounding desert habitats of Southern Arabia. **Mycorrhiza** 21:195–209. 2011. DOI 10.1007/s00572-010-0323-5
- BAKER, W.J.; DRANSFIELD, J. 2016. Beyond *Genera Palmarum*: progress and prospects in palm systematics. **Botanical Journal of the Linnean Society** 182: 207-233. 2016. <https://doi.org/10.1111/boj.12401>
- BAKER, W.A.; MORGAN-JONES, G. Notes on hyphomycetes. XCI. Pseudoacrodictys, a novel genus for seven taxa formerly placed in Acrodictys. **Mycotaxon** 85, 371–391. 2003.
- BAKER, W.A.; PARTRIDGE, E.C.; MORGAN-JONES, G. Notes on hyphomycetes LXXXV. Junewangia, a genus in which to classify four Acrodictys species and a new taxon. **Mycotaxon** 81, 293–319. 2002a.
- BAKER, W.A.; PARTRIDGE, E.C.; MORGAN-JONES, G. Notes on hyphomycetes LXXXVII. Rhexoacrodictys, a new segregate genus to accommodate four species previously classified in Acrodictys. **Mycotaxon** 82, 95–113. 2002b.
- BARRETO, H. N.; PARISE, C. K.; DE ALMEIDA, E. B. The cocais forest landscape (pp. 151–167). Cham: **Springer**. 2019.
- BATISTA, T.F.C.; OLIVEIRA, F.C.; TABOSA, S.A.S.; NUNES, M.A.L. Ocorrência de Antracnose em Frutos de Açaí, *Euterpe oleracea*, em Muaná, Pará. **Fitopatol. Bras.** 32(4): 360. 2007.
- BERNAUD, R. F. S.; FUNCHAL, C. D. S. Atividade antioxidante do açaí. **Nutrição Brasil**, v. 10, n. 5, p. 310-316, 2011.
- BONOMO, L. F.; SILVA, D. N.; BOASQUIVIS, P. F.; PAIVA, F. A.; GUERRA, J. F.; MARTINS, T. A.; TORRES, Á. G. J.; PAULA, I. T.; CANESCHI, W. L.; JACOLOT, P.; GROSSIN, N.; TESSIER, F. J.; BOULANGER, E.; SILVA, M. E.; PEDROSA, M. L.; OLIVEIRA, R. P. Açaí (*Euterpe oleracea* Mart.) modulates oxidative stress resistance in

Caenorhabditis elegans by direct and indirect mechanisms. **PLoS One**, v. 9, n. 3, p. e89933, 2014. <http://dx.doi.org/10.1371/journal.pone.0089933>. PMID:24594796

BOONMEE, S.; WANASINGHE, D.N.; CALABON, M.S. *et al.* Fungal diversity notes 1387–1511: taxonomic and phylogenetic contributions on genera and species of fungal taxa. **Fungal Diversity** 111, 1–335. 2021.

BUNDHUN, D.; WANASINGHE, D.N.; MAHARACHCHIKUMBURA, S.S.N.; BHAT, D.J.; HUANG, S.-K.; LUMYONG, S.; MORTIMER, P.E.; HYDE, K.D. *Yuxiensis granularis* gen. et sp. nov., a Novel Quellkörper-Bearing Fungal Taxon Added to Scortechiniaceae and Inclusion of Parasymphodiellaceae in Coronophorales Based on Phylogenetic Evidence. **Life** 2021, 11, 1011.

CALDUSH, M.; GENÉ, J.; GUARRO, J.; MERCADO-SIERRA, A.; CASTAÑEDA-RUIZ, R.F. Hyphomycetes from Nigerian rain forests. **Mycologia**, 94(1), pp. 127-135. 2002.

CASTAÑEDA-RUIZ, R.F.; HEREDIA, G.; GUSMÃO, L.F.P.; LI, D.W. Chapter 9: Fungal Diversity of Central and South America. **Biol. Microf.**: 197 – 217. 2016.

CASTRO, C.C.; GUTIÉRREZ, A.H.; SOTÃO, H.M.P. Fungos conidiais em *Euterpe oleracea* Mart. (açazeiro) na Ilha do Combu, Pará-Brasil. **Acta Botânica Brasileira**, Belo Horizonte, v. 26, n. 4, p. 761-771, 2012. DOI: <https://doi.org/10.1590/S0102-33062012000400005>.

CASTRO, C.C.; GUTIÉRREZ, A.H.; SOTÃO, H.M.P. Novos registros de fungos anamorfos (hifomicetos) para o Neotrópico e América do Sul. **Revista Brasileira de Botânica**, São Paulo, v. 34, n. 4, p. 515-521, 2011. DOI: <https://doi.org/10.1590/S0100-84042011000400005>.

CHEEWANGKOON, R.; GROENEWALD, J.Z.; SUMMERELL, B.A.; HYDE, K.D.; TO-ANUN, C.; CROUS, P.W. Myrtaceae, a cache of fungal biodiversity. **Persoonia** 23, 55–85. 2009.

CHU, E.Y. The effects of arbuscular mycorrhizal fungi inoculation on *Euterpe oleracea* Mart. (açai) seedlings. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 34, n. 6, p. 1018-1024, 1999.

CORADIN, L.; SIMINSKI, A.; REIS, A. Species native to the southern region of Brazil. (L. Coradin, A. Siminski, & A. Reis, Eds.), Native Species of the Brazilian Flora of Current Economic Value or Potential Plants for the Future - South Region. **Brasília: Ministry of the Environment - MMA**. 2011.

CROUS, P.W.; WINGFIELD, M.J.; KENDRICK, W.B. Foliicolous dematiaceous hyphomycetes from *Syzygium cordatum*. **Canadian Journal of Botany** 73: 224–234. 1995.

DELGADO, G. South Florida microfungi: *Kalamarospora multiflagellata* gen. et sp. nov. (hyphomycetes), with additional new records from USA. **Mycotaxon**, Volume 114, pp. 231–246. 2010.

DUBEY, R. Some rare and interesting fungal species of phylum Ascomycota from Western Ghats of Maharashtra: A taxonomic approach. **JNBR** 7(3) 120 – 136, 2018.

- ELLIS, M.B. Dematiaceous Hyphomycetes. **Commonwealth Mycological Institute**: Kew, Surrey, UK. Ellis. 1971.
- ELLIS, M.B. Dematiaceous hyphomycetes. 11. **Mycological Papers** 79: 1-23. 1961.
- ELLIS, M. B. Dematiaceous hyphomycetes. V. **Mycological Papers** 93, 1-33. 1963.
- ELLIS, M.B. More Dematiaceous Hyphomycetes. **Commonwealth Mycological Institute**: Kew, Surrey, UK. 1976.
- EMILIO, T.; LAMARQUE, L. J.; TORRES-RUIZ, J.M.; KING, A.; CHARRIER, G.; BURLETT, R.; DELZON, S. Embolism resistance in petioles and leaflets of palms. **Annals of Botany**. 2019. <https://doi.org/10.1093/aob/mcz104>
- EMBRAPA. **Sistema brasileiro de classificação de solos**. Centro Nacional de Pesquisa de Solos (Rio de Janeiro, RJ). EMBRAPA-SPI. 412p. 2009.
- FARR, D. F.; ROSSMAN, A. Y. Fungal Databases, Systematic Mycology and Microbiology Laboratory, 2006. ARS, USDA. Disponível em: <http://nt.ars-grin.gov/fungaldatabases>. Acesso em: janeiro 2020.
- FRÖHLICH J.; HYDE K.D. Biodiversity of palm fungi in the tropics: are global fungal diversity estimates realistic. **Biodiversity & Conservation** 8: 977-1004. 1999.
- FRÖHLICH J.; HYDE K.D. Palm microfungi. **Fungal Diversity Press** 3:1-375. 2000.
- GAMS, W.; SEIFERT, K.A.; MORGAN-JONES, G. New and validated hyphomycete taxa to resolve nomenclatural and taxonomic issues. **Mycotaxon** 110: 89–108. 2009. <https://doi.org/10.5248/110.89>
- GRANDI, R.A.P. Hifomicetos decompositores do folheto de *Euterpe edulis* Mart. *Hoehnea* 26: 87-101. 1999.
- HANSFORD, C.G. Proc. Linn. Soc. Lond., 157: 40, 1945.
- HERNÁNDEZ, A.; MENA, J. Hifomicetos asociados a *Coccothrinax* (Palmae) en diferentes localidades de la Provincia de Camagüey (Cuba). **Bol. Soc. Micol. Madrid** 20: 25–33. 1995.
- HERNÁNDEZ-RESTREPO, M.; GENÉ, J.; CASTAÑEDA-RUIZ, R.F.; MENA-PORTALES, J.; CROUS, P. W.; GUARRO, J. Phylogeny of saprobic microfungi from Southern Europe. **Studies in mycology**, 86, 53–97. 2017.
- HONGSANAN, S.; MAHARACHCHIKUMBURA, S.S.N.; HYDE, K.D. *et al.* An updated phylogeny of Sordariomycetes based on phylogenetic and molecular clock evidence. **Fungal Diversity** 84, 25–41. 2017. <https://doi.org/10.1007/s13225-017-0384-2>
- HOSAGOUDAR, V.B. Studies on follicolous fungi XII new species, new records and hyperparasites. **Zoo's Print Journal**. 18(3): 1037–1040. 2003.
- HYDE, K. D. Fungi from palms. XXI. The genus *Seynesia*. **Sydowia** 47(2): 199-212. 1995

HYDE, K.D.; BUSSABAN, B.; PAULUS, B.; CROUS, P.W.; LEE, S.; et al. Diversity of saprobic microfungi. **Biodiversity and Conservation** 16: 7–35. 2007.

HYDE, K.D.; DONG, Y.; PHOOKAMSAK, R. *et al.* Fungal diversity notes 1151–1276: taxonomic and phylogenetic contributions on genera and species of fungal taxa. **Fungal Diversity** 100, 5–277. 2020. <https://doi.org/10.1007/s13225-020-00439-5>

INDEX FUNGORUM DATABASE, 2022. (<http://www.indexfungorum.org/>). Acessado em: 14/03/2022.

KUTHUBUTHEEN, A.J.; NAWAWI, A. A new species of *Wiesneriomyces* (hyphomycetes) from submerged decaying leaves. **Trans. Br. Mycol. Soc.** 90(4), 619-625. 1988.

KUTHUBUTHEEN, A.J.; NAWAWI, A. *Polytretophora dendroidea* sp. nov. and *P. calcarata* (Hyphomycetes) from Malaysia. **Mycol. Res.** 95: 623-627. (8176). 1991.

LI, X.X.; MA, L.G.; XIA, J.W.; ZHANG, X.G. Three newly recorded species of *Parasymphodiella* and *Chalara* from China. **Mycotaxon**, v. 126, pp. 121–126. 2013.

LODGE, D.J.; CANTRELL, S.A.; GONZÁLEZ, G. Effects of canopy opening and debris deposition on fungal connectivity, phosphorus movement between litter cohorts and mass loss. **Forest Ecology and Management**, v. 332, p. 11-21, 2014.

LU, B.; HYDE, K.D.; HO, W.H.; TSUI, K.M.; TAYLOR, J.E.; WONG, K.M.; YANNA, H.W.H.; ZHOU, D. Checklist of Hong Kong Fungi. **Fungal Diversity Press**, Hong Kong, 207 pages. 2000.

MATSUSHIMA, T. **Icones Microfungorum a Matsushima Lectorum**. Publicado pelo autor. Kobe, Japan. 1975.

MATSUSHIMA, T. 1993. Matsushima Mycological Memoirs No. 7. **Matsushima Fungus Collect.**, Kobe, Japan, 75 + 131 plates pages. 1993.

MENDES, M.A.S.; DA SILVA, V.L.; DIANESE, J.C.; *et al.* Fungos em Plantas no Brasil. Embrapa-SPI/Embrapa-Cenargen, Brasília, 555 pages. 1998.

MENEZES, E.M.S.; TORRES, A.T.; SRUR, A.U.S. Valor nutricional da polpa de açaí (*Euterpe oleracea* Mart) liofilizada. **Acta Amazonica**, v. 38, n. 2, p. 311-316, 2008. <http://dx.doi.org/10.1590/S0044-59672008000200014>

MERCADO, A. Nuevos e interesantes hifomicetes enteroblásticos de Cuba. **Acta Bot. Cubana** 16: 1–8. 1983.

MONTEIRO, J.S.; GUTIÉRREZ, A.H.; SOTÃO, H.M.P. Fungos anamorfos (Hyphomycetes) da Floresta Nacional de Caxiuanã, Pará, Brasil. Novos registros para o Neotrópico. **Acta Botanica Brasileira**, Belo Horizonte, v. 24, n. 3, p. 868-870, 2010. DOI: <https://doi.org/10.1590/S0102-33062010000300029>.

- MONTEIRO, J.S.; CARMO, L.T.; SOTÃO, H.M.P. A new species of Bhatia (asexual ascomycetes) and new records from Brazil. **Phytotaxa** 331(2): 263-272. 2017.
- MONTEIRO, J.S.; GUSMÃO, L.F.P. CASTAÑEDA-RUIZ, R.F. *Pleurothecium bicoloratum* & *Sporidesmiopsis pluriseptata* spp. nov. from Brazil. **Mycotaxon** 131: 145-152. 2016.
- MONTEIRO, J.S.; GUTIÉRREZ, A.H.; SOTÃO, H.M.P. GRANDI, R.A.P. Fungos conidiais decompositores ocorrentes em palmeiras e líquens associados na Floresta Nacional de Caxiuanã. In: LISBOA, P.L.B. (Org), **Caxiuanã: Paraíso ainda preservado**. Belém: Editora do Museu Paraense Emílio Goeldi, p. 341-366. 2013.
- MONTEIRO, J.S.; SOTÃO, H.M.P.; CÁCERES, M.E.S.; LÜCKING, R.; GUTIÉRREZ, A.H. Checklist dos fungos da Floresta Nacional de Caxiuanã, Pará, Brasil. I. Fungos conidiais e liquenizados. **Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi**, Ciências Naturais Vol.13 No.2 pp.221-245. 2018.
- MONTEIRO, J.S.; SARMENTO, P.S.M.; SOTÃO, H.M.P. Saprobiic conidial fungi associated with palm leaf litter in eastern Amazon, Brazil. **Anais da Academia Brasileira de Ciências** 91(3): e20180545. 2019.
- MUELLER, R.C.; RODRIGUES, J.L.M.; NUSSLEIN, K.; BOHANNAN, B.J.M. Land use change in the Amazon rain forest favours generalist fungi. **Functional Ecology**, v. 30, n. 11, p. 1845-1853, 2016.
- NEERGAARD, E.; LYSHEDE, O.B.; GAHOONIA, T.S. CARE, D.; HOOKER, J.R. Anatomy and histology of roots and root-soil boundary. (2007). In: A.L. SMIT.; BENGOUGH, A.G.; ENGELS, C.; VAN NOORDWIJK, M.; PELLERIN, S.; VAN DE GEIJN, S.C. (2000). **Root Methods: A Handbook**. Springer-Verlag, Berlin, p. 33–73.
- OLIVEIRA, M.L. Stem bleeding of acai palm plants, caused by *Ceratocystis paradoxa*, in southern Bahia. **Agrotrópica** 29(1): 13 - 20. 2017.
- PEAY, K.G.; BARALOTO, C.; FINE, P.V.A. Strong coupling of plant and fungal community structure across Western Amazonian rainforests. **The ISME Journal**, v. 7, p. 1852-1861, 2013.
- PEM, D.; JEEWON, R.; CHETHANA, K.W.T. *et al.* Species concepts of Dothideomycetes: classification, phylogenetic inconsistencies and taxonomic standardization. **Fungal Diversity** 109, 283–319. 2021. <https://doi.org/10.1007/s13225-021-00485-7>
- POLTRONIERI, L.S.; VERZIGNASSI, J.R.; BENCHIMOL, R.L.; FREIRE, F.C.O. Primeiro registro de *Exserohilum rostratum* (anamorfo de *Setosphaeria rostrata*) causando manchas foliares em açaizeiro no Brasil. **Summa Phytopathol.**, Botucatu, v. 34, n. 2, p. 195, 2008.
- POLTRONIERI, L.S.; VERZIGNASSI, J.R.; COSTA, R.C. Constatação de *Bipolaris bicolor* em plantas de açaizeiro no Brasil. **Summa phytopathol.** 39(2): 137-138. 2013. <https://doi.org/10.1590/S0100-54052013000200010>.
- PONNAPPA, K.M. *Parasymphodiella* gen. nov. **Trans. Br. Mycol. Soc.** 64(2): 344–345. 1975. [http://dx.doi.org/10.1016/S0007-1536\(75\)80126-4](http://dx.doi.org/10.1016/S0007-1536(75)80126-4)

PINNOI, A.; LUMYONG, S.; HYDE, K.D.; JONES, E.B.G. Biodiversity of fungi on the palm *Eleiodoxa conferta* in Sirindhorn peat swamp forest, Narathiwat, Thailand. **Fungal Diversity** 22: 205-218. 2006.

PINRUAN, U.; HYDE K.D.; LUMYONG S.; MCKENZIE E.H.C.; JONES E.B.G. Occurrence of fungi on tissues of the peat swamp palm *Licuala longicalycata*. **Fungal Diversity** 25, 157–173. 2007.

RAPPAZ, F. Taxonomy and nomenclature of the octosporous Diatrypaceae. **Mycol. Helv.** 2: 285-648. 1987.

RIBEIRO, J. de A. **Área de Proteção Ambiental Ilha do Combú, Belém/PA: Desafios de implantação e de gestão de uma Unidade de Conservação.** Universidade Federal do Pará. 68-84. 2010.

RIFAI, M. A. A new *Melanographium* with mononematous conidiophores. **Reinwardtia** 10, 99-102. 1982.

ROCHA, P.Q.; VITORIA, N.S.; New occurrences of Ascomycetes for South America and the Neotropics. **Agrotrópica**, v. 32, p. 31-36, 2020.

RODRIGUES, K.F. The foliar fungal endophytes of the Amazonian palm *Euterpe oleracea*. **Mycological Research**, v. 86, p. 376-385, 1994.

RODRIGUES, K.F.; SAMUELS, G.J. *Idriella* species endophytic in palms. **Mycotaxon**, v. 43, p. 271-276, 1992.

RODRIGUEZ, R.J.; WHITE JR, J.F.; ARNOLD; A.E.; REDMAN; R.S. Fungal endophytes: diversity and functional roles. **New Phytologist** 182: 314–330. 2009.
<https://doi.org/10.1111/j.1469-8137.2009.02773.x>

SACCARDO, P.A. *Sylloge Hyphomycetum*. **Sylloge Fungorum** 4. 807 p. 1886.

SACCARDO, P.A. *Notae Mycologicae*. XVII. **Annales Mycologici** 11: 546-568. 1913.

SANO, E.E.; WRATIN, O.S.; FUNAKI, R.S.; MEDEIROS, J.S.; DIAS, R.W.O. **Mapeamento em semidetalle (1:100.000) da cobertura vegetal e do uso da terra na microrregião de Tomé-Açu e alguns municípios das microrregiões do baixo Tocantins e Guajarina, Estado do Pará, através das imagens do TM-Landsat 5.** VI Simpósio Brasileiro de Sensoriamento Remoto – SBSR. Manaus – AM, p. 279–286. 1990.

SANTOS, G.C; JARDIM, M.A.G. Florística e estrutura do estrato arbóreo de uma Floresta de várzea no município de Santa Bárbara do Pará, Estado do Pará, Brasil. **Acta Amazonica**, 36 (4): 437 – 446. 2006.

SANTOS, M. A. L.; VITORIA, N. S.; BEZERRA, J. L. Fungos colonizando palmeiras em áreas de caatinga do sertão da Bahia. **Agrotrópica**, v. 28, p. 37-46, 2016.

SANTOS, E. C. S.; VITÓRIA, N.S. Espécies de Ascomycota dm *Syagrus coronata* (Mart.) Becc., Água Branca, Alagoas, Brasil. **Revista Ouricuri**, v. 7, p. 080-097, 2017.

SANTOS, M.A.L.; FORTES, N.G.S.; SILVA, T.E.F.; VITÓRIA, N.S. Ascomycota (lichenized and non-lichenized) on in the Caatinga biome: new and interesting records for Brazil and South America. **Mycotaxon**, v. 134, p. 737-737, 2020.

SCHENK, N.C.; PEREZ, Y. **Manual for the identification of vesicular arbuscular mycorrhizal fungi**. Gainesville: INVAM, Synergistic Publications, Gainesville, Florida, USA. 241p. 1990.

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

SOARES, K.P.; LORENZI, H.; VIANNA, S.A.; LEITMAN, P.M.; HEIDEN, G.; MORAES R., M.; MARTINS, R.C.; CAMPOS-ROCHA, A.; ELLERT-PEREIRA, P.E.; ESLABÃO, M.P. 2020. *Areaceae in Flora do Brasil 2020*. Jardim Botânico do Rio de Janeiro. Disponível em: <<http://floradobrasil.jbrj.gov.br/reflora/floradobrasil/FB53>>. Acesso em: 02 mar. 2022.

SOMRITHIPOL, S.; JONES, E.B.G. An addition to the hyphomycete genus *Melanographium* from Thailand. **Fungal Diversity** 19: 137-144. 2005.

SUBRAMANIAN, C.V. Hyphomycetes from South East Asia – novelties from Singapore and Malaysia. **Kavaka** 22/23: 52-76. 1996.

SUETRONG, S.; RUNGJINDAMAI, N.; SOMMAI, S.; RUNGAREERATE, P.; SOMRITHIPOL, S.; GARETH JONES, E.B. *Wiesneriomyces* a new lineage of Dothideomycetes (Ascomycota) basal to Tubeufiales. **Phytotaxa** 176 (1). 2014.

SUN, J.Z.; LIU, X.Z.; MCKENZIE, E.H.C. *et al.* Fungicolous fungi: terminology, diversity, distribution, evolution, and species checklist. **Fungal Diversity** 95, 337–430. 2019. <https://doi.org/10.1007/s13225-019-00422-9>

TAYLOR, J.E.; HYDE, K.D.; JONES, E.B.G. The biogeographical distribution of microfungi associated with three palm species from tropical and temperate habitats. **J Biogeography** 27:297–310. 2000.

TAYLOR, J.E.; HYDE, K.D. Microfungi of tropical and temperate palms. **Fungal Diversity** 12: 121-459. 2003.

VIANNA, S.A. 2020. *Euterpe in Flora do Brasil 2020*. Jardim Botânico do Rio de Janeiro. Disponível em: <<http://floradobrasil.jbrj.gov.br/reflora/floradobrasil/FB15713>>. Acesso em: 02 mar. 2022.

VITORIA, N. S.; M.A.Q. CAVALCANTI; K.D. HYDE; BEZERRA, J. L. *Arecomyces* New to Brazil, Including *A. attaleae* sp. nov. **Cryptogamie Mycologie**, v. 32, p. 103-108, 2011.

VITORIA, N. S.; CAVALCANTI, M.A.Q.; HYDE, K.; BEZERRA, J. L. *Brunneiapiospora brasiliensis* sp. nov. (Clypeosphaeriaceae) on palms from Brazil. **Nova Hedwigia**, v. 94, p. 245-250, 2012.

VITORIA, N. S.; CAVALCANTI, M.A.Q.; SANTOS, C.D.; PEREIRA, J.; BEZERRA, J.L. *Neolinocarpon attaleae* sp. nov. on *Attalea funifera* (Arecaceae) from Brazil. **Mycotaxon**, v. 123, p. 141-145, 2013.

VITORIA, N. S.; M.A.Q. CAVALCANTI; SANTOS, M. V. O.; SILVERIO, M.; BEZERRA, JOSE LUIZ. Ascomycota em palmeiras: novos registros e novos hospedeiros para o nordeste brasileiro. **Agrotropica**, v. 26, p. 35-42, 2014.

VITORIA, N. S.; SANTOS, M. A. L.; BEZERRA, J. L. Contribuições para o Conhecimento de Fungos (Ascomycota) em *Mauritia flexuosa* L.f. e *Acrocomia intumescens* Drude, Brasil. **Revista Brasileira de Geografia Física**, v. 12, p. 1252-1258, 2019.

VITÓRIA, N.S.; SANTOS, M.A.; BEZERRA, J.L. *Euterpe oleracea* Mart. e *Elaeis guineenses* Jacq. (Arecaceae): Novos hospedeiros para o registro de ocorrência de microfungos (Ascomycota) no Brasil. **Pindorama**. 167 p. Teresina, EDUFPI, 2019.

VITORIA, N.S; SOARES, N.G.F.; SANTOS, M.A.L.; BARBOSA, R.L. Micota (Ascomycota) de *Syagrus coronata* (Mart.) Becc., Estação Ecológica Raso da Catarina, Brasil: novos registros. **Acta Brasiliensis**, v. 4, p. 110-120, 2020.

YANNA, H.W.H.; HYDE, K.D. Fungal communities on decaying palm fronds in Australia, Brunei, and Hong Kong. **Mycological Research** 105: 1458-1471. 2001.

ZHUANG, W.-Y., Ed. Higher Fungi of Tropical China. **Mycotaxon**, Ltd., Ithaca, NY, 485 pages. 2001.

5 CAPÍTULO 3

***Mycelephas robustus* (Ascomycota *incertae sedis*) redescoberto na Amazônia após 37 anos**

Resumo

Após 37 anos desde a sua primeira coleta em Cuba, *Mycelephas robustus* é reencontrado na Amazônia brasileira. A redescoberta desta espécie também corresponde ao primeiro registro de *M. robustus* para América do Sul e seu segundo relato mundial. Uma descrição morfológica detalhada é fornecida aqui, além de uma discussão taxonômica comparativa com espécime-tipo e com a outra única espécie conhecida *Mycelephas levisporus*.

Palavras-chave: Hifomicetos. Novo registro. Palmeira. Brasil.

Abstract

Thirty-seven years after the first collection in Cuba, *Mycelephas robustus* has been found in the Brazilian Amazon. The rediscovery of this species is also the first record of *M. robustus* in South America and the second in the world. A detailed morphological description is provided here along with a comparative taxonomic discussion with the type specimen and *M. levisporus*.

Keywords: Hyphomycetes. New record. Palm tree. Brazil.

Introdução

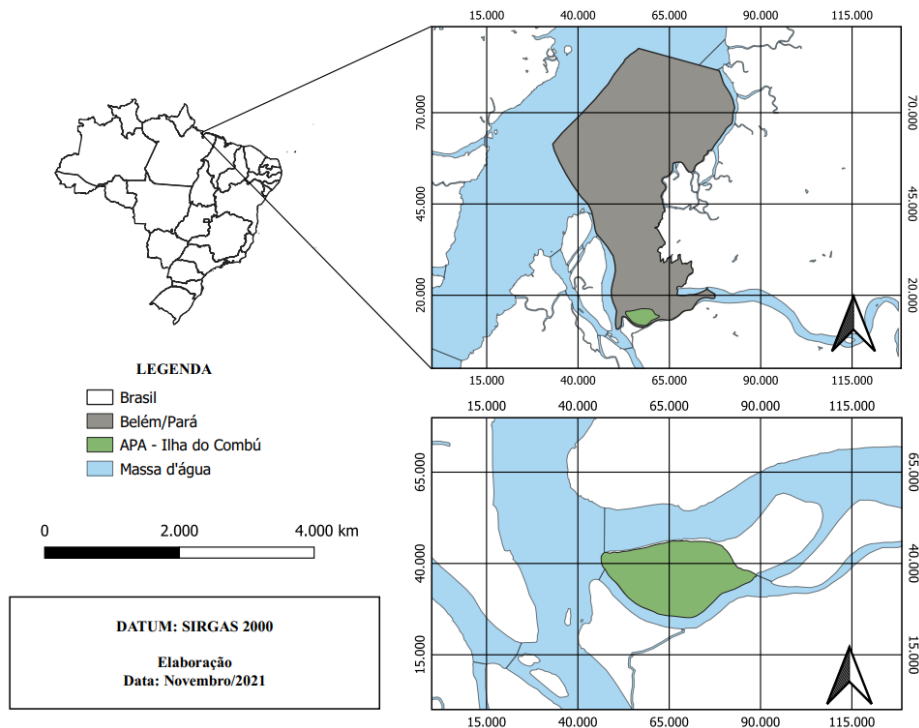
Mycelephas R.F. Castañeda (GAMS *et al.*, 2009) é um gênero helicospórico que foi descrito sobre cascas em decomposição em Cuba, com *M. robustus* (R.F. Castañeda) R.F. Castañeda como espécie-tipo (CASTAÑEDA-RUIZ, 1984, originalmente como *Arnoldiella* nom. illeg. Art. 53.1). Este gênero tem conídios helicoidais, bifurcados, levemente cocleados, com duas voltas paralelas e simétricas saindo do lado oposto de uma célula central, produzidos em células conidiogênicas mono ou poliblasticas em conidióforos macronematosos (CASTAÑEDA-RUIZ, 1984; GOOS, 1987; SEIFERT *et al.*, 2011).

Cantillo-Pérez *et al.* (2017) adicionaram mais uma espécie ao gênero, *M. levisporus* Cantillo, J. Mena & Gusmão, coletada em madeira em decomposição submersa no Brasil. *Mycelephas robustus* difere de *M. levisporus* por possuir conídios e conidióforos menores, além de conídios rugosos (CANTILLO-PÉREZ *et al.*, 2017). As espécies de *Mycelephas* até o momento têm poucos registros no ambiente, com ocorrência restrita a regiões tropicais sobre substratos lignícolas (CASTAÑEDA-RUIZ, 1984, CANTILLO-PÉREZ *et al.*, 2017). Durante o estudo de fungos conidiais associados à *Euterpe oleracea* Mart. (açazeiro) na Amazônia (Norte do Brasil) foram encontrados espécimes de um raro fungo, *Mycelephas robustus*, anteriormente relatado apenas para sua localidade-tipo. Neste trabalho é fornecida descrição morfológica, ilustrações e comentários taxonômicos dos espécimes de *M. robustus*, que representa um novo registro para América do Sul.

Material e métodos

Amostras de folhas em decomposição de *E. oleracea* foram coletadas no período de dezembro/2020 a junho/2021 na Área de Proteção Ambiental (APA) Ilha do Combu, Belém, estado do Pará (Figura 10), caracterizada pelo seu ecossistema predominantemente de várzea e vegetação composta por espécies arbustivas, herbáceas, lianas de sub-bosque e arbóreas (RODRIGUES *et al.*, 2006).

Figura 10 – Mapa da Ilha do Combu (área de estudo), localizada em Belém, Pará, Brasil.



Fonte: A autora.

Os substratos foram submetidos à técnica de lavagem em água corrente (modificado de CASTAÑEDA-RUIZ *et al.*, 2016). Após a lavagem as amostras foram mantidas em câmara-úmida seguindo os procedimentos de Santos *et al.* (2018). Após 72 horas o material incubado foi observado com auxílio de estereomicroscópio diariamente, por até 45 dias. Estruturas reprodutivas de fungos foram montadas em lâminas com meio de montagem permanente com resina PVL (álcool polivinílico + lactofenol) (TRAPPE; SCHENCK, 1982) ou semipermanente em lactoglicerol (água destilada + ácido láctico + glicerina) (NEERGAARD *et al.*, 2000). Os espécimes foram identificados mediante observação em microscópio óptico das estruturas reprodutivas e consultas à literatura especializada (SEIFERT *et al.*, 2011). Para o tratamento taxonômico da espécie foi utilizado o banco de dados Index Fungorum (www.indexfungorum.org). As fotomicrografias do fungo foram realizadas em microscópio Leica DMB6 com câmera digital acoplada. Para o exame da superfície do fungo em microscopia eletrônica de varredura (MEV) foi utilizada a metodologia de França e Sotão (2009). As imagens foram obtidas pelo microscópio Tescan Mira3 e registradas de modo digital. Amostras secas e lâminas do fungo foram depositadas no Herbário João Murça Pires (MG) do Museu Paraense Emílio Goeldi (MPEG).

Resultados

Taxonomia

Ascomycota genera incertae sedis

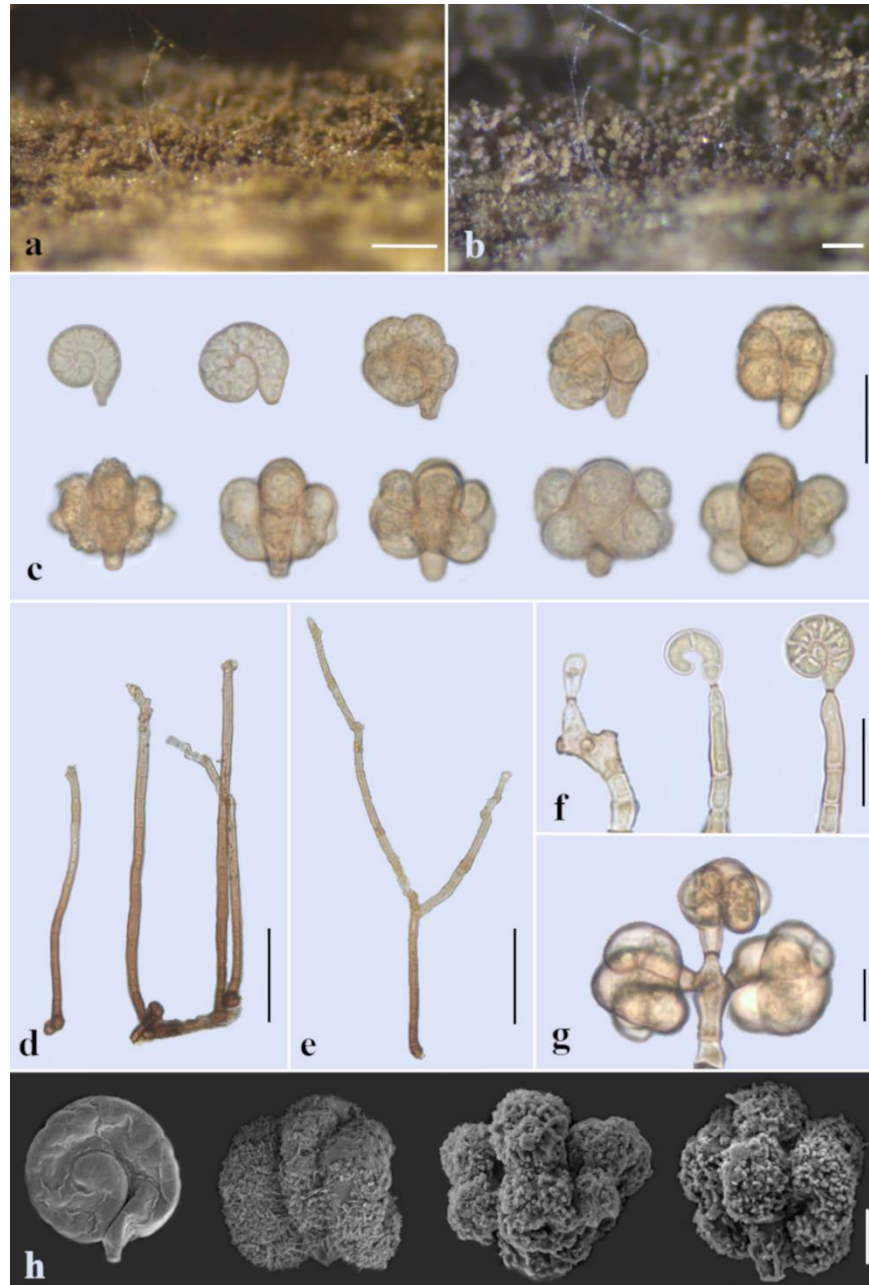
Mycelephas robustus (R.F. Castañeda) R.F. Castañeda, *Mycotaxon* 110: 90 (2009).

Figura 11

Basiônimo: *Arnoldiella robusta* R.F. Castañeda *Revta Jardín bot. Nac., Univ. Habana* 5(1): 60 (1984).

Colônias em substrato natural efusas, granuladas, amarelas a castanho amareladas, agregadas. Micélio parcialmente superficial, parcialmente submerso no substrato, composto de hifas ramificadas, septadas, castanhas, de parede lisa. Conidióforos macronematosos, mononematosos, eretos, simples ou ramificados, retos ou levemente flexuosos, cilíndricos, septados, às vezes com uma regeneração enteroblástica, lisos, castanhos a castanhos escuros, $20\text{--}300 \times 6\text{--}7,5 \mu\text{m}$ ($\bar{x} = 201,5 \times 6,7 \mu\text{m}$, $n = 30$). Células conidiogênicas mono ou poliblasticas, integradas, terminais ou intercalares, simpodiais, cilíndricas, com cicatrizes levemente escurecidas, lisas, castanho claras, $7,5\text{--}27,5 \times 2\text{--}5 \mu\text{m}$ ($\bar{x} = 15,1 \times 2,7 \mu\text{m}$, $n = 30$). Secessão conidial esquizolítica. Conídios solitários, secos, helicoidais, 6–8 septos no filamento principal, levementes constrictos no septo, lisos a rugosos, subhialinos a castanho claros, 4–7 μm de largura ($\bar{x} = 5,5 \mu\text{m}$, $n = 30$). Filamento principal bifurca em duas espirais, enrolando 2–2 ½ vezes, dando uma aparência quase coclear, diâmetro 5–8.5 μm ($\bar{x} = 6,1 \mu\text{m}$, $n = 30$). Conídio maduro em vista frontal 18,5–30 \times 17–25 μm ($\bar{x} = 19,7 \times 22,8 \mu\text{m}$, $n = 30$), em vista lateral 15–23,5 \times 13–21 μm ($\bar{x} = 17,6 \times 15,3 \mu\text{m}$, $n = 30$). Célula basal cônica, truncada, 4,5–6,5 \times 4–5 μm ($\bar{x} = 5,1 \times 4,5 \mu\text{m}$, $n = 30$).

Figura 11 – *Mycelephas robustus*. a–b. Colônias em substrato natural. c. Conídios. d. Conidióforos. e. Conidióforo ramificado. f. Formação do conídio na célula conidiogênica. g. Célula conidiogênica poliblastica com conídios. h. Visão superficial da parede rugosa do conídio (MEV). Barra de escalas: a = 0.1 mm, b = 0.2 mm, c = 20 μ m, d–e = 50 μ m, f = 20 μ m, g = 10 μ m, h = 5 μ m.



Fonte: A autora.

Material examinado: BRASIL, Belém, Ilha do Combu (48°25'W, 1°25'S), em raque em decomposição de *Euterpe oleracea* Mart. (Arecaceae), 2 dezembro 2020, B.V. Miglio & J.S. Monteiro (MG 241763); *idem*, em pecíolo em decomposição de *E. oleracea*, 2 Dezembro

2020, *idem*, J.S. Monteiro (MG 241541); *idem*, em raque em decomposição de *E. oleracea*, 24 junho 2021, *idem*, B.V. Miglio-117 (MG 241542).

Modo de vida e habitat: espécie saprotrófica encontrada em casca em decomposição de *Bursera simaruba* (L.) Sarg. (Burseraceae) e em pecíolos e raques em decomposição de *E. oleracea* (Arecaceae).

Distribuição: Cuba (CASTAÑEDA-RUIZ, 1984), Brasil (este estudo).

Notas: *Mycelephas robustus* é caracterizado por conidióforos macronematosos, mononematosos, simples ou com um ramo apical, castanho-claros a castanhos, com células conidiogênicas mono ou poliblasticas, terminais e intercalares, cicatrizadas. Os conídios são helicoidais, compactos, com o filamento principal ramificado dicotomicamente, castanho-claros a castanhos, inicialmente lisos e depois verrugosos (CASTAÑEDA-RUIZ, 1984). Os espécimes brasileiros apresentaram conidióforos e células conidiogênicas com dimensões maiores que as registradas para a coleção cubana. Os conídios também foram levemente maiores em comparação ao material-tipo, mas apresentaram menos septos. As diferenças nas dimensões refletem os substratos e condições ambientais onde os espécimes foram coletados (Tabela 2). Infelizmente neste estudo não foi possível obter culturas de *M. robustus* devido às restrições decorrentes da pandemia do Covid-19. Castañeda-Ruiz (1984) obteve colônias deste fungo em Agar farinha de milho (Corn Meal agar), que apresentou dimensões similares ao material em substrato natural (Tabela 2). Notam-se algumas diferenças na morfologia dos conídios de *M. robustus* em cultura pura, que são menos compactos e com filamentos menores. As ilustrações e fotomicrografias apresentadas por Castañeda-Ruiz (1984, figs. 1–5) e Gams (2009) mostram bem essas diferenças.

Tabela 2 – Variações dimensionais de conidióforos, células conidiogênicas e conídios das espécies de *Mycelephas* (valores mínimos e máximos de comprimento e largura).

Espécies	Conidióforos (μm)	Células conidiogênicas (μm)	Conídios (μm)					Referência/País
			Filamento principal (μm)	Filamento lateral largura (μm)	Vista frontal (μm)	Célula basal (μm)	Septos	
<i>Mycelephas robustus</i> (Tipo)	41–80	10–18 × 5–7	20–26 × 7– 11	7–11	20–27 × 20–26	–	6–11	Castañeda-Ruiz (1984)/Cuba
<i>Mycelephas robustus</i> (Cultura do tipo)	36–84 × 4.8–7.2	12–14.6 × 4–6	–	6–8	20.6–26	–	6–11	Castañeda-Ruiz (1984)/Cuba
<i>Mycelephas robustus</i> (Este estudo)	20–300 × 6– 7.5	7.5–27.5 × 2.5–5	17–24 × 6– 10	5–8.5	18.5–30 × 17–25	4.5–6.5 × 4–5	6–8	Este estudo/Brasil
<i>Mycelephas levisporus</i>	93–205 × 7.5– 15	–	23–42.5	9–15	25–37.5	8–15 × 6–10	6–8	Cantillo-Pérez <i>et al.</i> (2017)/Brasil

Discussão

Mycelephas robustus foi originalmente coletado em 1984, em ambiente terrestre sobre um pedaço de casca morta de *B. simaruba* (Burseraceae) em Santiago de Las Vegas, província da Havana, Cuba (CASTAÑEDA-RUIZ, 1984). No presente estudo, o espécime brasileiro foi encontrado na região amazônica, norte do Brasil, associado a raques e pecíolos em decomposição de *Euterpe oleracea* (Arecaceae), uma palmeira ecológica e economicamente importante para Amazônia. Embora *E. oleracea* seja amplamente distribuída na Amazônia, poucos estudos têm explorado a diversidade de fungos associados a esta planta (CASTRO *et al.* 2011, 2012).

Apesar do número limitado de registros, *M. robustus* parece ter preferência por substratos lenhosos como cascas e galhos (CASTAÑEDA-RUIZ, 1984). Assim como *M. levisporus* que também foi descrita sobre madeira em decomposição submersa em um rio da Chapada Diamantina (Brasil) (CANTILLO-PÉREZ *et al.*, 2017). No caso dos espécimes brasileiros de *M. robustus*, estes substratos foram coletados em florestas de várzea que permanecem temporariamente inundadas seguindo o fluxo diário de marés. Estas florestas representam a segunda maior vegetação da Amazônia e possuem condições ambientais únicas que merecem mais atenção dentro dos estudos micológicos (MAUÉS *et al.*, 2011; SANTOS *et al.*, 2018).

Este estudo relata o primeiro registro de *M. robustus* para América do Sul e o segundo registro mundial após 37 anos de sua descrição. A ocorrência de *M. robustus* na região amazônica indica que esta espécie pode ser amplamente distribuída no continente americano. Até o momento, mesmo pontuais, os estudos taxonômicos de fungos conidiais na Amazônia têm revelado uma diversidade significativa de espécies (SANTOS *et al.*, 2018; MONTEIRO *et al.*, 2019; BARBOSA *et al.*, 2021). Esta situação ressalta a necessidade de mais estudos que explorem os diversos habitats disponíveis neste bioma (florestas de terra firme, várzea e igapó), que cada vez mais sofrem ameaças de ações antrópicas na região e do uso descontrolado dos seus recursos.

Agradecimentos

O presente trabalho foi realizado com apoio do Greenpeace Brasil através do programa de bolsas Tatiana de Carvalho de Incentivo à Pesquisa e Conservação da Biodiversidade na Amazônia (2020-2022) Categoria 1: bolsa de estudos. Agradecemos ao Museu Paraense Emílio Goeldi (MPEG) e à Universidade Federal Rural da Amazônia (UFRA) pela infraestrutura e apoio dado a esta pesquisa. Agradecemos ao Dr. Rafael F. Castañeda-Ruiz por

sua ajuda na confirmação deste fungo. Agradecemos imensamente a Ozaide Farias Serrão pela ajuda com o mapa e a Luiza de Araújo Romeiro pela ajuda com as fotos das colônias. “O presente trabalho foi realizado com apoio da Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior - Brasil (CAPES) - Código de Financiamento 001”.

Referências

- BARBOSA, F.R.; FIUZA, P.O.; MONTEIRO, J.S.; SILVA, A.P.; GUSMÃO, L.F.P.; CASTAÑEDA-RUIZ, R.F. *Parathozetella microsperma* gen. & sp. nov. from the Brazilian Amazon. **Mycotaxon** 136: 351–357. 2021. <https://doi.org/10.5248/136.351>
- CANTILLO-PÉREZ, T.; MENA-PORTALES, J.; GUSMÃO, L.F.P. *Mycelephas levisporus* sp. nov. on submerged wood from a freshwater habitat in Brazil. **Mycotaxon** 132: 5–8. 2017. <http://dx.doi.org/10.5248/132.5>
- CASTAÑEDA-RUIZ, R.F. Nuevos taxones de Deuteromycotina: *Arnoldiella robusta* gen. et sp. nov., *Roigiella lignicola* gen. et sp. nov., *Sporidesmium pseudolmediae* sp. nov. y *Thozetella havanensis* sp. nov. **Revista del Jardín Botánico Nacional Universidad de la Habana** 5(1): 57–87. 1984.
- CASTAÑEDA-RUIZ, R.F.; HEREDIA, G.; GUSMÃO, L.F.P.; LI, D.W. Fungal diversity of Central and South America. In: Li, D.W. (Ed.) **Biology of Microfungi**. Springer International Publishing, Switzerland, pp.197–217. 2016.
- CASTRO, C.C.; HERNÁNDEZ-GUTIÉRREZ, A.; SOTÃO, H.M.P. Novos registros de fungos anamorfos (hifomicetos) para o Neotrópico e América do Sul. **Revista Brasileira de Botânica** 34(4): 515–521. 2011. <https://doi.org/10.1590/S0100-84042011000400005>
- CASTRO, C.C.; HERNÁNDEZ-GUTIÉRREZ, A.; SOTÃO, H.M.P. Fungos conidiais em *Euterpe oleracea* Mart. (açazeiro) na Ilha do Combu, Pará-Brasil. **Acta Botanica Brasilica** 26(4): 761–771. 2012. <https://doi.org/10.1590/S0102-33062012000400005>
- FRANÇA, I.F.; SOTÃO, H.M.P. Novos registros de ferrugens (Uredinales) sobre Fabaceae para o Brasil. **Acta Botanica Brasilica** 23: 860–863. 2009. <https://doi.org/10.1590/S0102-33062009000300027>
- GAMS, W.; SEIFERT, K.A.; MORGAN-JONES, G. New and validated hyphomycete taxa to resolve nomenclatural and taxonomic issues. **Mycotaxon** 110: 89–108. 2009. <https://doi.org/10.5248/110.89>
- GOOS, R.D. Fungi with a twist: the helicosporeous hyphomycetes. **Mycologia** 79: 1–22. 1987. <http://dx.doi.org/10.2307/3807740>
- MAUÉS, B.A.R.; JARDIM, M.A.G.; BATISTA, F.J.; MEDEIROS, T.D.S.; QUARESMA, A.C. Composição florística e estrutura do estrato inferior da floresta de várzea na área de proteção ambiental Ilha do Combu, município de Belém, estado do Pará. **Revista Árvore** 35(3) suppl 1: 669–677. 2011. <https://doi.org/10.1590/S0100-67622011000400011>.

MONTEIRO, J.S.; SARMENTO, P.S.M.; SOTÃO, H.M.P. Saprobic conidial fungi associated with palm leaf litter in eastern Amazon, Brazil. **Anais da Academia Brasileira de Ciências** 91: e20180545. 2019. <https://doi.org/10.1590/0001-3675201920180545>

NEERGAARD, E.; LYSHEDE, O.B.; GAHOONIA, T.S.; CARE, D.; HOOKER, J.E. (2000) Anatomy and histology of roots and root-soil boundary. *In*: Smit, A.L., Bengough, A.G., Engels, C., Noordwijk, M., Pellerin, S. & Geijn, S.C. (Eds.). **Root Methods: A Handbook**. Springer-Verlag, Berlin, pp. 33–73.

RODRIGUES, L.M.B.; LIRA, A.U.S.; SANTOS, F.A.; JARDIM, M.A.G. Composição florística e usos das espécies vegetais de dois ambientes de floresta de várzea. **Revista Brasileira de Farmácia** 87: 45–48. 2006. <https://doi.org/10.1590/S0100-67622011000400011>

SANTOS, R.F.; SOTÃO, H.M.P.; MONTEIRO, J.S.; GUSMÃO, L.F.P.; HERNÁNDEZ-GUTIÉRREZ, A. Conidial fungi associated with leaf litter of red cedar (*Cedrela odorata*) in Belém, Pará (Eastern Brazilian Amazon). **Acta Amazonica** 48(3): 230–238. 2018. <https://doi.org/10.1590/1809-4392201704411>

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

TRAPPE, J.M.; SCHENCK, N.C. Taxonomy of fungi forming endomycorrhizae. *In*: Schenck, N.C. (Ed.) **Methods and Principles of Mycorrhizal Research**. The American Phytopathological Society, St. Paul, pp. 1–9. 1982.

6 CAPÍTULO 4

Anaexserticlava sp. nov., um novo microfungo da Amazônia brasileira

Resumo

Durante coletas de substratos em decomposição de *Euterpe oleracea* Mart. em regiões de floresta e plantio da Amazônia oriental, um fungo interessante foi encontrado e é descrito no presente trabalho. Identificado como pertencente ao gênero *Anaexserticlava*, esta nova espécie será a segunda adição ao gênero. Difere de *A. caatingae* pelos seus conidióforos maiores e mais estreitos, com células conidiogênicas que são liberadas juntamente com os conídios distoseptados.

Palavras-chave: Ascomycota. Hifomicetos. Novo táxon. Palmeiras.

Abstract

During collections of decomposing substrates of *Euterpe oleracea* Mart. in forest and plantation regions of the eastern Amazon, an interesting fungus was found and is described in the present work. Identified as belonging to the genus *Anaexserticlava*, this new species will be the second addition to the genus. It differs from *A. caatingae* by its larger and narrower confidiophores, with conidiogenous cells that are liberated together distoseptate conidia.

Key words: Ascomycota. Hyphomycetes. New taxa. Palm tree.

Introdução

Anaexserticlava Santa Izabel, R.F. Castañeda & Gusmão (*Ascomycota* incertae sedis) é um gênero monotípico que foi descrito para acomodar a espécie-tipo *A. caatingae* Santa Izabel, R.F. Castañeda & Gusmão coletada na região do semiárido nos estados da Bahia e do Piauí (SANTA IZABEL *et al.*, 2015). Este gênero é caracterizado por conidióforos macronematosos, castanho escuros, com células conidiogênicas holoblásticas e percorrentes que produzem várias células separadoras subhialinas e conídios clavados a ovoides, 5–6-distoseptados, lisos e castanhos a castanho-dourados. *Exserticlava* S. Hughes é um gênero similar a *Anaexserticlava*, mas apresenta conídios com secessão conidial esquizolítica e células conidiogênicas que geralmente projetam sua parede interna para além da parede externa rompida (SANTA IZABEL *et al.*, 2015).

O bioma Amazônia possui a maior extensão de floresta tropical úmida de todo o planeta, com mais de 14.000 espécies vegetais registradas (RITTER *et al.*, 2017; CARDOSO *et al.*, 2017). Dentre estas plantas, as palmeiras se destacam como uma das mais abundantes e com grande importância ecológica e econômica para esta região. Infelizmente, os estudos sobre a diversidade de microfungos associadas a estas plantas permanece com um número limitado de estudos (FARR, 1980; CASTRO *et al.*, 2011, 2012; MONTEIRO *et al.*, 2016, 2017, 2019; SILVA *et al.*, 2022). Durante uma pesquisa sobre fungos conidiais associados à *Euterpe oleracea* Mart. na Amazônia, um fungo interessante foi encontrado e, por mostrar similaridades com *Anaexserticlava*, foi descrito como uma nova espécie para o gênero.

Material e métodos

As amostras de partes de folhas em decomposição de *Euterpe oleracea* Mart. foram coletadas no período de dezembro de 2020 a junho de 2021 na Vila Vinagre, localizada no município do Acará, estado do Pará. Os substratos foram submetidos à técnica de lavagem em água corrente (modificada de CASTAÑEDA-RUIZ *et al.*, 2016). Após a lavagem, as amostras foram mantidas em câmaras úmidas, seguindo os procedimentos de Santos *et al.* (2018). Depois de 72 horas, o material incubado foi observado com auxílio de um estereomicroscópio diariamente por até 45 dias. As estruturas reprodutivas dos fungos foram montadas em lâminas permanentes com resina PVL (álcool polivinílico + lactofenol) (TRAPPE; SCHENCK, 1982) e semipermanentes com lactoglicerol (água destilada + ácido láctico + glicerina) (NEERGAARD *et al.*, 2000). Os espécimes foram identificados através da observação de suas estruturas reprodutivas em microscópio óptico e de comparação com a literatura especializada (SEIFERT *et al.*, 2011). Fotomicrografias dos fungos foram tiradas

com microscópio Leica DM6B equipado com câmera digital. As amostras secas e as lâminas foram depositadas no Herbário João Murça Pires (MG) do Museu Paraense Emílio Goeldi (MPEG).

Resultados

Tratamento taxonômico

Anaexserticlava amazonica B.V. Miglio & J.S. Monteiro, sp. nov. Figura 12.

MB ###

Diagnose: Difere de *A. caatingae* por apresentar células conidiogênicas que são liberadas junto com os conídios, que possuem menos distoseptos (3–) 4 (–5).

Tipo: Brasil, Pará, Acará, Vila Vinagre, 01°57'36"S, 48°11'51"W, em folíolos em decomposição de *Euterpe oleracea* Mart., Julho de 2021, B.V. Miglio-150 (HOLÓTIPO MG 245166).

Etimologia: Latin, *amazonica*, referente ao bioma Amazônia.

Colônias em substrato natural efusas, pilosas, castanho claras. Micélio principalmente imerso, composto de hifas ramificadas, septadas, lisas, castanho claras, 2–3 μm de largura. Conidióforos macronematosos, mononematosos, eretos, solitários, não ramificados, retos ou levemente flexuosos, 4–9 septos, lisos, castanhos, castanho claros no ápice, 135–280 \times 2–3 μm (\bar{x} = 182 \times 2,5 μm , n = 20); largura acima da base 3–5 μm (\bar{x} = 3,7 μm , n = 20); largura da célula basal 5–13 μm (\bar{x} = 8,1 μm , n = 20). Células conidiogênicas holoblásticas, integradas, terminais, com extensões percorrentes, 1–4 percorrências, cilíndricas a lanceoladas, afiladas no ápice, lisas, castanhas a castanho claras, 4–35 \times 1–3 μm (\bar{x} = 18,5 \times 1,9 μm , n = 25); Células separadoras cilíndricas, afiladas em direção à base, 12–21 \times 3–5 μm (\bar{x} = 16,5 \times 3,8 μm , n = 20), lisas, castanho claras, formando 2–3 projeções hialinas no ápice, 4–5 μm de comprimento, aos quais os conídios ficam presos; a partir do ápice dessas células separadoras podem ser formadas novas células conidiogênicas, com ou sem percorrências, 17–45 \times 2–3 μm (\bar{x} = 29,4 \times 2,2 μm , n = 10). Secessão conidial rexolítica. Conídios solitários, secos, elípticos a ovóides, arredondados nas extremidades, pedicelados, (3–) 4 (–5) distoseptos, lisos, castanho claros quando jovens a castanho-canela ou castanhos quando

completamente formados, $15\text{--}22,5 \times 5\text{--}10 \mu\text{m}$ ($\bar{x} = 18,4 \times 8,6 \mu\text{m}$, $n = 40$); cicatriz basal medindo $3 \mu\text{m}$ de largura. Teleomorfo desconhecido.

Figura 12 – *Anaexserticlava amazonica*. A. Conidióforo mononematoso; B. Detalhe de percorrências ao longo do conidióforo; C. Conidióforo com conídios presos; D. Detalhe dos conídios presos ao conidióforo; E. Três conídios ligados à célula conidiogênica; F-G. Conídios livres; H. Conídios ligados à célula conidiogênica desprendida do conidióforo; I-M. Extensões da célula conidiogênica. Escala: A= $50 \mu\text{m}$; B= $20 \mu\text{m}$; C-E= $50 \mu\text{m}$; F-G= $20 \mu\text{m}$; H-M= $50 \mu\text{m}$.



Fotos: A autora.

Espécimens adicionais examinados: Brasil, Pará, Santa Bárbara do Pará, Assentamento Rio Vermelho, em folíolo em decomposição de *Euterpe oleracea* Mart., 3 de dezembro de 2020, *B.V. Miglio-94* (MG 245107); Acará, Vila Vinagre, 01°57'36"S, 48°11'51"W, em folíolos em decomposição de *Euterpe oleracea* Mart., junho de 2021, *B.V. Miglio-153* (MG 245166); *idem*, *B.V. Miglio-161* (MG 245174); *idem*, em cachos em decomposição de *E. oleracea* Mart., junho de 2021, *B.V. Miglio-162* (MG 245175).

Habitat e distribuição geográfica: saprófito em folíolos e cachos em decomposição de *E. oleracea*, em áreas de plantação desta palmeira. Conhecido somente da localidade tipo Vila Vinagre no Acará e Assentamento Rio Vermelho em Santa Bárbara do Pará, Pará, Brasil.

Notas: *Anaexserticlava amazonica* difere de *A. caatingae* pelos seus conidióforos maiores e mais estreitos ($135\text{--}280 \times 2\text{--}3 \mu\text{m}$ vs. $100\text{--}200 \times 7,5\text{--}10 \mu\text{m}$). Além disso, os conídios de *A. amazonica* tem uma quantidade menor de distoseptos [(3–) 4 (–5)], enquanto em *A. caatingae* tem de 5–6-distoseptos (SANTA IZABEL *et al.*, 2015). Uma característica marcante desta espécie é a presença de uma célula conidiogênica que se desprende do conidióforo e carrega consigo os conídios, que ficam presos em suas projeções hialinas.

Agradecimentos

O presente trabalho foi realizado com apoio do Greenpeace Brasil através do programa de bolsas Tatiana de Carvalho de Incentivo à Pesquisa e Conservação da Biodiversidade na Amazônia (2020-2022) Categoria 1: bolsa de estudos. Agradecemos ao Museu Paraense Emílio Goeldi (MPEG) e à Universidade Federal Rural da Amazônia (UFRA) pela infraestrutura e apoio dado a esta pesquisa. Agradecemos ao Dr. Rafael F. Castañeda-Ruiz por sua ajuda na confirmação deste fungo. “O presente trabalho foi realizado com apoio da Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior - Brasil (CAPES) - Código de Financiamento 001”.

Referências

- CARDOSO, D. *et al.* Amazon plant diversity revealed by a taxonomically verified species list. **PNAS** 114 (40) 10695-10700. 2017. <https://doi.org/10.1073/pnas.1706756114>
- CASTRO, C.C.; HERNÁNDEZ-GUTIÉRREZ, A.; SOTÃO, H.M.P. Novos registros de fungos anamorfos (hifomicetos) para o Neotrópico e América do Sul. **Revista Brasileira de Botânica** 34(4): 515–521. 2011. <https://doi.org/10.1590/S0100-84042011000400005>
- CASTRO, C.C.; HERNÁNDEZ-GUTIÉRREZ, A.; SOTÃO, H.M.P. Fungos conidiais em *Euterpe oleracea* Mart. (açaizeiro) na Ilha do Combu, Pará-Brasil. **Acta Botanica Brasilica** 26(4): 761–771. 2012. <https://doi.org/10.1590/S0102-33062012000400005>
- FARR, M.L. A new species of *Cryptophiale* from Amazonas. **Mycotaxon** 11(1): 177–181. 1980.
- MONTEIRO, J.S.; GUSMÃO, L.F.P. CASTAÑEDA-RUIZ, R.F. *Pleurothecium bicoloratum* & *Sporidesmiopsis pluriseptata* spp. nov. from Brazil. **Mycotaxon** 131(1): 145–152. 2016. <http://dx.doi.org/10.5248/131.145>
- MONTEIRO, J.S.; CARMO, L.T.; SOTÃO, H.M.P. A new species of *Bhatia* (asexual ascomycetes) and new records from Brazil. **Phytotaxa** 331(2): 263–272. 2017. <https://doi.org/10.11646/phytotaxa.331.2.10>
- MONTEIRO, J.S.; SARMENTO, P.S.M.; SOTÃO, H.M.P. Saprobic conidial fungi associated with palm leaf litter in eastern Amazon, Brazil. **Anais da Academia Brasileira de Ciências** 91: e20180545. 2019. <https://doi.org/10.1590/0001-3675201920180545>
- NEERGAARD, E.; LYSHEDE, O.B.; GAHOONIA, T.S.; CARE, D.; HOOKER, J.E. (2000) Anatomy and histology of roots and root-soil boundary. *In*: Smit, A.L., Bengough, A.G., Engels, C., Noordwijk, M., Pellerin, S. & Geijn, S.C. (Eds.). **Root Methods: A Handbook**. Springer-Verlag, Berlin, pp. 33–73.
- RITTER, C. D.; MCCRATE, G.; NILSSON, R. H.; FEARNSIDE, P. M.; PALME, U.; ANTONELLI, A. Environmental impact assessment in Brazilian Amazonia: Challenges and prospects to assess biodiversity. **Biological Conservation**, vol. 206, p. 161-168. 2017. <http://dx.doi.org/10.1016/j.biocon.2016.12.031>.
- SANTA IZABEL, T.S.; ALMEIDA, D.A.C.; MONTEIRO, J.S.; MARQUES, M.F.O.; GUSMÃO, L.F.P.; CASTAÑEDA-RUIZ, R.F. *Anaexserticlava caatingae*, a new conidial fungus from the semi-arid Caatinga biome of Brazil. **Mycotaxon** 130(2): 445–449. 2015. <https://doi.org/10.5248/130.445>
- SEIFERT, K.; MORGAN-JONES, G.; GAMS, W.; KENDRICK, B. **The Genera of Hyphomycetes**. CBS Biodiversity Series no. 9, CBSKNAW Fungal Biodiversity Centre, Utrecht, Netherlands, 997 pp. 2011.
- SILVA, A.P.; SOTÃO, H.M.P.; GUTIÉRREZ, A.H.; MONTEIRO, J.S. Fungi associated with *Bactris gasipaes* Kunth (Arecaceae) in Brazil: checklist and new records of *Didymostilbe*

capsici, *Ellisembia antillana* and *Aculeata aquatica* (anamorphic Ascomycota). **Nova Hedwigia** 114 (1-2): 197–220. 2022. https://doi.org/10.1127/nova_hedwigia/2022/0679.

TRAPPE, J.M.; SCHENCK, N.C. Taxonomy of fungi forming endomycorrhizae. *In*: Schenck, N.C. (Ed.) **Methods and Principles of Mycorrhizal Research**. The American Phytopathological Society, St. Paul, pp. 1–9. 1982.

7 CONSIDERAÇÕES FINAIS

Os fungos conidiais registrados neste estudo em associação com folheto em decomposição de *E. oleracea* foram representados, principalmente, por espécies pertencentes às classes Sordariomycetes e Dothideomycetes e famílias Chaetosphaeriaceae e Xylariaceae, indicando que seus representantes são comuns nas áreas analisadas.

Em especial, as áreas de plantio de *E. oleracea* (Acará e Santa Bárbara do Pará) apresentaram uma elevada riqueza de espécies, incluindo novos registros para o bioma Amazônia, Brasil e Continente Americano. Estes dados ampliam a distribuição geográfica destas espécies, apontando a necessidade de inventários em áreas mais antropizadas.

Este estudo mostra que *E. oleracea* apresenta uma elevada riqueza de fungos associados e contribui para incrementar as informações sobre este grupo em ambientes da Amazônia. À medida que a presença de fungos nesta planta for explorada em novas áreas, mais espécies deverão ser relatadas. Os dados obtidos ressaltam que ainda são necessários mais estudos em ambientes pouco explorados e com hospedeiros e/ou substratos específicos, especialmente palmeiras, que possuem um folheto de fácil reconhecimento e que propicia a colonização de vários ascomicetos sexuais e assexuais.

ANEXO A

Relação de espécies e gêneros de fungos conidiais encontrados no presente estudo em cada substrato e áreas de coleta. Ba= Bainha, Ca= Cacho, Fo= Foliolo, Pe= Pecíolo, Rq= Raque; AC= Acará, IC= Ilha do Combu, SB= Santa Bárbara do Pará, CP= Capitão Poço.

Espécie	Local			
	AC	IC	SB	CP
<i>Acarocybellina arengae</i>		Ba		
<i>Acremonium</i> sp. 1	Rq	Rq		
<i>Acremonium</i> sp. 2			Pe	
<i>Acrodictys balladynae</i>	Fo			
<i>Acrodictyella</i> sp.			Fo, Pe, Rq	
<i>Alternaria</i> sp.			Rq	
<i>Alysidium</i> sp.	Pe			
<i>Anaexserticlava</i> sp. nov.	Fo		Fo	
<i>Arachnophora polybrachiata</i>				Fo
<i>Beltrania rhombica</i>	Ba		Ba	Ba
<i>Beltraniella japonica</i>			Ba	
<i>Beltraniella portoricensis</i>			Ba	
<i>Brachysporiella gayana</i>	Ca			
<i>Brachysporiella pulchra</i>		Ca		
<i>Brocchiosphaera brocchiata</i>	Ca			
<i>Brooksia tropicalis</i>	Fo			
<i>Cancellidium applanatum</i>	Ba	Ba		
<i>Ceratocystis anamorfo</i>		Pe		
<i>Cercospora</i> sp.		Fo		
<i>Chaetochalara laevis</i>	Ba			
<i>Chalara alabamensis</i>		Ba		
<i>Circinotrichum olivaceum</i>	Ba	Ba		
<i>Circinotrichum papakurae</i>	Rq			
<i>Circinotrichum maculiforme</i>				Ca
<i>Cladosporium</i> sp. 1			Ba	
<i>Cladosporium</i> sp. 2	Rq			
<i>Chloridium</i> cf.		Rq		
<i>Codinaea</i> sp. 1	Ba, Rq	Ba, Ca, Fo	Ba, Fo, Pe	
<i>Codinaea</i> sp. 2	Ba	Ba, Ca		
<i>Codinaea</i> cf. <i>australensis</i>	Ca	Ca		
<i>Coleodictyospora micronesica</i>	Rq			
<i>Corynespora</i> sp. 1	Rq	Rq	Rq	
<i>Corynespora</i> sp. 2			Fo, Pe	
<i>Corynespora</i> sp. 3			Fo	
<i>Corynespora</i> sp. 4		Fo		
<i>Corynesporopsis isabelicae</i>			Fo, Rq	
<i>Curvularia lunata</i>	Rq			
<i>Cryptophiale udagawae</i>		Ba		
<i>Dendroclathra</i> cf. <i>lignicola</i>		Ba		
<i>Dictyochaeta fertilis</i>		Ba, Pe, Rq		
<i>Dictyochaeta</i> sp. 1		Pe		

Espécie	Local			
	AC	IC	SB	CP
<i>Dictyochaeta</i> sp. 2		Pe		
<i>Dictyochaeta</i> sp. 3		Pe, Rq		
<i>Dictyochaeta</i> sp. 4		Pe		
<i>Dictyoscheirospora</i> sp.			Ba	
<i>Dictyosporium araucariae</i>		Pe		
<i>Dictyosporium splendidum</i>	Ca, Fo, Pe	Ca, Fo	Fo, Pe	Pe
<i>Dictyosporium tetrasporum</i>	Ba			
<i>Dictyosporium zeylanicum</i>			Ca, Pe	
<i>Didymobotryum korthalsiae</i>		Ca		
<i>Dinemasporium lanatum</i>		Ca		
<i>Diplodia</i> sp.	Ba		Ba	
<i>Ellisembia antillana</i>			Ca	
<i>Ellisembia bambusicola</i>		Fo		
<i>Endocalyx melanoxanthus</i>	Ca	Ca	Ca	
<i>Ernakulamia cochinchinensis</i>	Ba, Ca, Rq		Ba, Pe	
<i>Exserticlava vasiformis</i>	Rq			
<i>Exserticlava triseptata</i>	Ca			
<i>Globoramichloridium</i> sp.	Ba			
<i>Guedea novae-zelandiae</i>			Ca	
<i>Gyrothrix microsperma</i>	Ba		Ba	
<i>Helicodendron amazonense</i>		Pe		
<i>Helicomycetes</i> sp. 1		Ca	Ca	
<i>Helicomycetes</i> sp. 2		Rq		
<i>Helicomycetes</i> sp. 3		Ca		
<i>Helicomycetes</i> sp. 4			Ca	
<i>Helicoon peruamazonense</i>		Rq		
<i>Helicoma</i> sp. 1		Ba, Fo, Pe		
<i>Helicoma</i> sp. 2		Ba		
<i>Helicoma</i> sp. 3		Ba, Ca, Fo, Pe, Rq		
<i>Helicoma</i> sp. 5			Rq	
<i>Helicoma</i> sp. 6	Pe			
<i>Helicoma</i> sp. 8		Ba, Pe, Rq		
<i>Helicoma</i> sp. 9		Ca, Pe		
<i>Helminthosporium</i> sp. 1	Ba, Ca		Ba, Fo	
<i>Helminthosporium</i> sp. 2	Ca		Ca, Fo	
<i>Helminthosporium</i> sp. 3	Ba, Fo		Fo	
<i>Hermatomyces sphaericus</i>	Ca	Ca	Ca	
<i>Hyphodiscosia jaipurensis</i>			Ca	
<i>Inesiosporium longispirale</i>				Ba
<i>Linodochium</i> sp.				Pe
<i>Minimidochium</i> cf. <i>nipponicum</i>	Ba		Ba	
<i>Melanographium citri</i>	Ca, Fo, Pe	Ca	Ba, Ca, Fo, Rq	Ca
<i>Melanographium</i> cf. <i>fasciculatum</i>		Ca, Fo		

Espécie	Local			
	AC	IC	SB	CP
<i>Melanographium laxum</i>			Rq	
<i>Menisporiopsis theobromae</i>			Ba	
<i>Monotosporella palmicola</i>	Fo	Fo		Fo
<i>Mycelephas robustus</i>		Pe, Rq		
<i>Nakataea fusispora</i>		Fo		
<i>Neohelicomyces</i> sp.			Ba, Rq	
<i>Neohelicosporium</i> sp.		Rq		
<i>Parahelicomyces</i> cf. <i>aquaticus</i>	Pe	Ca		
<i>Parahelicomyces</i> sp. 2	Ca			
<i>Parahelicomyces</i> sp. 3	Ba			
<i>Parasymphodiella eucalypti</i>		Ba	Ba	
<i>Parasymphodiella lauri</i>	Ba			
<i>Penzigomyces australiensis</i>		Fo		
<i>Phialocephala</i> sp.		Ba		
<i>Phialocephala humicola</i>	Ca			
<i>Physalidiella elegans</i>	Ca	Ca	Ca	
<i>Pleurophragmium</i> sp. 1	Ba			
<i>Pleurophragmium</i> sp. 2		Ba		
<i>Polytretophora calcarata</i>	Fo	Fo	Fo, Rq	Ba, Fo
<i>Septosporiopsis elaeidis</i>	Pe	Pe		
<i>Solheimia cotispora</i>		Ca		
<i>Speiopsis pedatospora</i>		Ba		
<i>Sporidesmiella novae-zelandiae</i>	Ca			
<i>Sporidesmium ghanaense</i>	Ca	Ca	Ca	Ca
<i>Sporidesmium macrurum</i>	Ba, Ca	Ba, Ca	Ba, Ca	
<i>Stachybotrys bisbyi</i>		Pe		
<i>Tetraploa</i> sp.	Ca, Pe	Ca	Ba	
<i>Tetraploa aristata</i>	Rq	Ba	Ba, Ca, Fo	
<i>Thozetella</i> sp.	Ba	Ba	Ba	
<i>Thozetella cristata</i>			Ca	
<i>Tubeufia</i> sp.1		Ca		
<i>Tubeufia</i> sp.2	Rq			
<i>Tubeufia</i> sp.3	Ba			
<i>Tubeufia symphodiophora</i>		Pe, Rq		
<i>Vermiculariopsiella cubensis</i>	Ba			
<i>Veronaea</i> sp.	Fo, Rq	Fo	Ca, Fo, Rq	
<i>Wiesneriomyces conjunctosporus</i>	Ba			
<i>Wiesneriomyces laurinus</i>				Ba
<i>Xylomyces chlamydozporis</i>	Ba, Ca			
<i>Vesiculozgyosporium echinosporum</i>	Ca			
<i>Zygosporium masonii</i>			Rq	
<i>Zygosporium oscheoides</i>	Ca	Ca	Ca	
TOTAL = 128	62	46	53	11