



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

ALEXANDRE PEREIRA DA SILVA

**FUNGOS CONIDIAIS ASSOCIADOS À PUPUNHEIRA (*BACTRIS GASIPAES*
KUNTH) EM ÁREAS DE PLANTIO NA AMAZÔNIA ORIENTAL, BRASIL**

BELÉM - PARÁ

2020

ALEXANDRE PEREIRA DA SILVA

**FUNGOS CONIDIAIS ASSOCIADOS À PUPUNHEIRA (*BACTRIS GASIPAES*
KUNTH) EM ÁREAS DE PLANTIO NA AMAZÔNIA ORIENTAL, BRASIL**

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

Orientadora: Dra. Josiane Santana Monteiro

Coorientadora: Dra. Helen Maria Pontes Sotão

BELÉM - PARÁ

2020

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP)

Bibliotecas da Universidade Federal Rural da Amazônia

Gerada automaticamente mediante os dados fornecidos pelo(a) autor(a)

S586f Silva, Alexandre Pereira da

FUNGOS CONIDIAIS ASSOCIADOS À PUPUNHEIRA (BACTRIS GASIPAES KUNTH) EM ÁREAS DE PLANTIO NA AMAZÔNIA ORIENTAL, BRASIL : Estudo Investigativo / Alexandre Pereira da Silva, Josiane Santana Monteiro. - 2020.

99 f. : il. color.

Orientador: Profa. Dra. Josiane Santana Monteiro

Coorientador: Profa. Dra. Helen Maria Pontes Sotão.

1. Arecaceae. 2. Ascomycota. 3. Decompositores. 4. Microfungos. 5. Taxonomia. I. Monteiro, Josiane Santana, orient. II. Título

CDD 581.9093

ALEXANDRE PEREIRA DA SILVA

**FUNGOS CONIDIAIS ASSOCIADOS À PUPUNHEIRA (*BACTRIS GASIPAES*
KUNTH) EM ÁREAS DE PLANTIO NA AMAZÔNIA ORIENTAL, BRASIL**

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

Orientadora: Dra. Josiane Santana Monteiro
Coorientadora: Dra. Helen Maria Pontes Sotão

Data da aprovação: 28/02/2019

BANCA EXAMINADORA

Dra. Josiane Santana Monteiro – Orientadora
MUSEU PARAENSE EMILIO GOELDI

Dr. Antonio Hernández Gutiérrez – 1º Examinador
UNIVERSIDADE FEDERAL DO PARÁ

Dra. Adriene Mayra da Silva Soares – 2º Examinadora
UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DA AMAZÔNIA

Dra. Priscila Sanjuan de Medeiros Sarmiento – 3º Examinadora
INSTITUTO TECNOLÓGICO VALE- DESENVOLVIMENTO SUSTENTÁVEL

Dr. Alcindo da Silva Martins Júnior – Suplente
UNIVERSIDADE ESTADUAL DO PARÁ

Aos meus pais Roberto Corrêa da Silva e Áurea Pereira da Silva
E ao meu filho amado, Diego Araújo da Silva

Dedico

AGRADECIMENTOS

A Deus por ter atendido a todas as minhas preces e permitido que eu alcançasse os meus objetivos mesmo quando eu fraquejei durante os meus percursos.

A minha querida mãe Áurea Silva, que me ensinou os valores de um ser humano e por estar ao meu lado sempre nos momentos mais difíceis, e a meu pai Roberto Silva que sempre me direcionou ao caminho dos estudos, permitindo que eu alcançasse essa vitória.

À minha orientadora Josiane Monteiro por ter me dado a oportunidade de realizar este trabalho. À professora Helen Sotão por ser a primeira a me estender a mão quando mais precisei, e por ser um ser humano incrível.

Ao senhor Suzenando Vinagre de Souza e sua irmã Cléia Vinagre (Acará), aos senhores Jorge Quintário Jacob e Carlos Antônio Malcher Campos (Carlinhos) (Santa Izabel) e à senhora Edinilza Sales Araújo (Santa Bárbara), por terem disponibilizado as suas propriedades para a execução do projeto.

Agradeço às estagiárias Carla Lobo, Daniele Rito, Gabriely Freire e um agradecimento especial a Jamily Moraes por todos os momentos de amizade.

Os meus amigos, Eduardo Gonçalves, Luiz Souza e Wendell Vilhena por todos os risos dentro e fora do Museu, a Adriene Soares por ter se tornado uma companheira de trabalho e uma grande amiga dentro do laboratório, e a Gardênia Gomes por ter sido uma amiga especial a surgir na minha vida. Vocês são demais!

A todos aqueles que de forma consciente ou inconsciente me ajudaram na realização deste trabalho e no sucesso desta importante fase da minha vida.

RESUMO

SILVA, A.P. FUNGOS CONIDIAIS ASSOCIADOS À PUPUNHEIRA (*BACTRIS GASIPAES* KUNTH.) EM ÁREAS DE PLANTIO NA AMAZÔNIA ORIENTAL, BRASIL. Dissertação (Mestrado em Ciências Biológicas - Botânica Tropical). **Universidade Federal Rural da Amazônia/Museu Paraense Emílio Goeldi**, Belém, 2020. 99 p.

Os fungos conidiais são importantes componentes da cadeia trófica atuando como parasitas de plantas e animais, endofíticos nos tecidos vegetais e decompositores, sendo um dos primeiros colonizadores da serapilheira. Assim, o objetivo deste estudo foi investigar os fungos conidiais decompositores associados a indivíduos de *Bactris gasipaes* Kunth (pupunheira) em áreas de plantio no estado do Pará, além de avaliar a riqueza e composição de espécies nestas áreas. Foram efetuadas quatro coletas quadrimestrais entre setembro/2018 e setembro/2019, onde se selecionaram 15 indivíduos de *B. gasipaes* por área e foram coletadas amostras de substratos vivos (folíolos e raques) e em decomposição (bainhas, folíolos, pecíolos, raques), totalizando 180 amostras. As amostras foram submetidas à técnica de lavagem em água corrente e, posteriormente, acondicionadas em câmara-úmida por até 45 dias. Paralelamente, as amostras de folíolos e raques vivas dos mesmos 15 indivíduos foram avaliados quanto à presença de patógenos e outros fungos. Estas amostras foram mantidas em câmara úmida por até cinco dias. As estruturas reprodutivas dos fungos foram visualizadas em estereomicroscópio e montados em lâminas semipermanentes para análise morfológica e identificação. No total, foram identificadas 103 espécies de fungos conidiais decompositores, distribuídos em 78 gêneros e 31 famílias. A maior parte dos fungos ocorreu em substratos lignificados, especialmente bainha, com frequência esporádica. A riqueza de espécies variou significativamente entre os substratos analisados, enquanto a composição diferiu entre as áreas, substratos e períodos de coleta. Os dados apontam uma alta riqueza de fungos conidiais atuando como decompositores de folhas de *B. gasipaes* em áreas de plantio. Nos substratos vivos foram relatadas apenas cinco espécies de fungos. Este estudo ampliou o conhecimento dos fungos presentes na região Amazônica, com 12 novos registros para o estado do Pará, incluindo cinco para Amazônia brasileira, um para o Brasil (*Didymostilbe capsici*), um para América do Sul (*Ellisembia antillana*) e dois para o Continente Americano (*Aculeata aquatica* e *Ellisembia tarennae*).

Palavras-chave: Arecaceae, Ascomycota, Decompositores, Microfungos, Taxonomia.

ABSTRACT

Conidial fungi are important components of the trophic chain acting as parasites of plants and animals, endophytic in plant tissues and decomposers, being one of the first colonizers of litter. Thus, the aim of this study was to investigate the decomposing conidial fungi associated with individuals of *Bactris gasipaes* Kunth (peach palm) in plantations established in the state of Pará, in addition to evaluating the richness and species composition in these areas. Four collections quarterly were carried out between September/2018 and September/2019, and 15 individuals of *B. gasipaes* were selected per area. Living substrates (leaflets, rachises) and decaying (sheaths, leaflets, petioles and rachises) were collected, totaling 180 samples. The samples were submitted to the washing technique under running tap water and kept in a moist chamber for up to 45 days. In parallel, living leaflets and rachises were also collected from the same 15 individuals to assess the presence of pathogens and other fungi. These samples were kept in a moist chamber for up to five 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, 103 species of decomposers conidial fungi were identified, distributed in 78 genera and 31 families. Most fungi occurred on lignified substrates, especially the sheaths, with sporadic frequency. Species richness varied significantly between the analyzed substrates, while the composition differed between areas, substrates and collection periods. The data show a high richness of conidial fungi acting as decomposers of *B. gasipaes* leaves in plantation areas. On living substrates were related only five species of conidial fungi. This study expanded the knowledge of fungi present in the Amazon region, with 12 new records for the state of Pará, including five for the Brazilian Amazon, one for Brazil (*Didymostilbe capsici*), one for South America (*Ellisembia antillana*) and two for the American continent (*Aculeata aquatica* and *Ellisembia tarennae*).

Keywords: Arecaceae, Ascomycota, Decomposers, Microfungi, Taxonomy.

LISTA DE FIGURAS

2. Referencial teórico	Página
Figura 1. Exemplar adulto de <i>Bactris gasipaes</i> Kunth.....	20
Figura 2. Frutos de pupunheira com manchas causadas por <i>Ceratocystis paradoxa</i> ...	21
3. Material e métodos	
Figura 3. Localização das áreas com plantios de <i>B. gasipaes</i> - Acará, Santa Bárbara do Pará e Santa Isabel do Pará.....	24
Figura 4. Plantações de pupunheiras nas localidades de Acará, Santa Bárbara do Pará e Santa Isabel do Pará.....	25
Figura 5. Etapas do processamento das amostras coletadas.....	27
Capítulo 1	
Figura 1. A–C. <i>Aculeata aquatica</i> : A. Esporodóquio, B. Conídios, C. Detalhe da ornamentação dos conídios; D–E. <i>Didymostilbe capsici</i> : D. Detalhe do ápice do sinêmio e conídios, E. Conídios; F–H. <i>Ellisembia antillana</i> : F. Conidióforo e conídio, G–H. Conídios com mucilagem na célula apical (seta); I–J. <i>Ellisembia tarennae</i> : I. Conidióforo, J. Conídio.....	56
Capítulo 2	
Figure 1. Diferenças entre riqueza esperada e observada nas áreas de plantio (A), período sazonal (B) e tipo de substrato (C).....	73
Figura 2. Diferenças da riqueza entre as áreas de plantio (A), período sazonal (B) e tipos de substrato (C).....	73

LISTA DE TABELAS

Capítulo 1

Página

Tabela 1. Espécies de fungos associadas a <i>B. gasipaes</i> , com os respectivos substratos, grupo ecológico e local. Novos registros: *Estado do Pará, **Bioma Amazônia, •Brasil, •América do Sul, ▪Continente Americano.....	49
---	----

Capítulo 2

Tabela 1. Fungos conidiais registrados em folhas em decomposição de <i>Bactris gasipaes</i> em três áreas de plantios da Amazônia Oriental. AC= Acará, SB= Santa Bárbara do Pará, SI= Santa Izabel do Pará; B= bainhas, F= folíolos, P= pecíolos, R= raques.....	74
Tabela 2. Diversidade alfa de Fisher computada para a comunidade de fungos conidiais.....	78

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO

2. REFERENCIAL TEÓRICO

- 2.1. Caracterização e taxonomia dos fungos conidiais
- 2.2. Importância econômica e ecológica dos fungos conidiais
- 2.3. Estudo dos fungos conidiais na Amazônia
- 2.4. Caracterização morfológica e importância de *Bactris gasipaes* Kunth
- 2.5. Diversidade de fungos em palmeiras do Brasil e Amazônia.....21

3. MATERIAL E MÉTODOS

- 3.1. Áreas de coleta
- 3.2. Coleta e amostragem
- 3.3. Processamento das amostras, identificação e ilustração
- 3.4. Análise ecológica dos dados
- 3.5. Organização da dissertação

4. REFERÊNCIAS

5. CAPÍTULO 1:

Abstract.....	44
Resumo.....	44
Introdução.....	45
Material e métodos.....	46
Resultados.....	47
Discussão.	57
Conclusões.....	58
Referências.....	59

6. CAPÍTULO 2:

Abstract.....	67
Resumo.....	67
Introdução.....	69
Material e métodos.....	70
Resultados.....	72
Discussão.....	79

Conclusões.....82

Referências.....82

7. CONSIDERAÇÕES FINAIS

Normas para submissão no periódico Nova Hedwigia.....91

ANEXO 2. Normas para submissão no periódico Acta Amazonica.....94

1. INTRODUÇÃO

Os fungos são organismos heterotróficos presentes nos mais variados substratos, podendo desenvolver-se em matéria orgânica viva ou morta como animais, plantas e excrementos, que servem como fonte de nutrientes, favorecendo a ciclagem de matéria nos ecossistemas (CARLILE; WATKINSON & GOODAY, 2001; BARBOSA; MAIA & GUSMÃO, 2009).

Devido à alta capacidade de colonização em diferentes tipos de substratos e ambientes, foram realizadas algumas estipulações sobre a quantidade total de espécies do reino Fungi, sendo a estimativa proposta por HAWKSWORTH (2001) de 1,5M de espécies a mais citada, com outros autores apresentando número de espécies que variam de 2,2 até 5,1M (BLACKWELL, 2011; HAWKSWORTH & LÜCKING, 2017). Atualmente, estão aceitos 18 filos de fungos, baseados em características morfológicas e moleculares: Aphelidiomycota, Ascomycota, Basidiomycota, Blastocladiomycota, Calcarisporiellomycota, Chytridiomycota, Entomophthoromycota, Entorrhizomycota, Glomeromycota, Kickxellomycota, Monoblepharomycota, Mortierellomycota, Mucoromycota, Neocallimastigomycota, Olpidiomycota, Rozellomycota e Zoopagomycota (HIBBETT, *et al.*, 2007; HUMBER, 2012; JONES *et al.*, 2011; TEDERSOO *et al.* 2018).

Dentre estes grupos se destacam os fungos conidiais, cujos integrantes estão relacionados filogeneticamente apenas aos filos Ascomycota e Basidiomycota. Eles são capazes de se reproduzir de forma assexuada (mitótica), sendo referidos como anamorfos. Muitas de suas espécies também apresentam reprodução sexual ou meiótica, sendo estes denominados teleomorfos. As fases podem se apresentar juntas, mas comumente elas não são encontradas no mesmo momento, por ocorrerem em períodos distintos do ciclo ou por colonizarem diferentes substratos (SEIFERT & GAMS, 2011; KIRSCHNER, 2018).

Os fungos conidiais são um dos principais colonizadores de substratos em decomposição em ambientes aquáticos e terrestres, quebrando componentes da matéria orgânica morta e liberando compostos mais simples no solo como minerais (carbono, nitrogênio, magnésio, fósforo), compostos nitrogenados, e outras substâncias como ácidos nucleicos, ácidos graxos e açúcares simples. Podem ser encontrados também como

parasitas de plantas e animais, formadores de líquens e endofíticos (ALEXOPOULOS; MIMS & BLACKWELL, 1996; PURAHONG *et al.*, 2016; SAYER, 2006).

Embora a Floresta Amazônica seja considerada uma fonte importante para pesquisa sobre biodiversidade, ainda há pouco conhecimento sobre fungos (MONTEIRO; GUSMAO & CASTAÑEDA-RUIZ, 2014; HERNÁNDEZ-GUTIÉRREZ & SOTÃO, 2011). Em relação aos fungos ocorrendo em palmeiras com valor comercial, poucos dados estão disponíveis, destacando aqui trabalhos como de CASTRO, HERNÁNDEZ-GUTIÉRREZ & SOTÃO (2011, 2012), JESUS & ABREU (2002) e MONTEIRO *et al.* (2010, 2013).

Palmeiras pertencentes aos gêneros *Bactris* Jacq. *ex* Scop. e *Geonoma* Willd. são as mais diversas na região Amazônica (MORA-URPÍ, WEBER & CLEMENT, 1997; RONCAL *et al.*, 2005). Outros gêneros como *Euterpe* Mart., *Attalea* Kunth, *Astrocaryum* G. Mey. e *Mauritia* L.f. são muito utilizadas por povos amazônicos para diversos fins, como habitação, construção de casas, cobertura de moradias; alimentação com elaboração de farinhas, suplementos alimentares, produção de frutos, doces, sorvetes, palmito; e artesanato, com a confecção de brinquedos e lembranças com o material oriundo dessas palmeiras (CAVALLAVARI & TOLEDO, 2016; DIDONET & FERRAZ, 2014; LIMA *et al.* 2018).

Uma das plantas de valor comercial do estado do Pará é a pupunheira (*Bactris gasipaes* Kunth), uma palmeira encontrada na América do Sul e Central. Esta palmeira pode ser considerada a mais importante dentre as domesticadas nos Neotrópicos, pois é de fácil crescimento e adaptada para se desenvolver em solos ácidos e pobres em nutrientes. É uma planta que pode ser utilizada para fins alimentícios, produzindo frutos e palmito (GRAEFE *et al.*, 2013), farinhas e pode ser utilizada como substituta do composto para a fórmula infantil para bebês, produção de ração animal, óleos e bebidas fermentadas (METZLER, *et al.*, 1992; COLE, 2004), para habitação e desenvolvimento de utensílios domésticos, revestimento de casas com o uso do estipe e folhas e para artesanato (JESUS & ABREU, 2002; TRINDADE & MÁXIMO, 2017).

Reconhecendo que existe uma deficiência em informações sobre as interações entre pupunheiras e a microbiota amazônica, este estudo visou investigar os fungos conidiais associados a indivíduos de *B. gasipaes* em regiões de plantio estabelecidos no estado do Pará.

2. REFERENCIAL TEÓRICO

2.1. Caracterização e taxonomia de fungos conidiais

Os fungos conidiais já foram reconhecidos como fungos imperfeitos, fungos assexuais ou fungos mitospóricos por produzirem esporos (conídios) de origem mitótica. Este grupo inclui todos os fungos que apresentam a forma anamorfa (assexual) conhecida ou que a sua fase teleomorfa seja até o momento desconhecida ou mesmo tenha sido perdida. Filogeneticamente os representantes deste grupo são considerados como formas assexuais pertencentes aos filos Ascomycota e Basidiomycota (GUARRO, GENÉ & STCHIGEL, 1999; FORZZA *et al.* 2010; SEIFERT & GAMS, 2011).

Os fungos conidiais apresentam três estruturas reprodutivas importantes para a identificação de espécies: conidióforos, células conidiogênicas e conídios. A taxonomia deste grupo é baseada em estudos morfológicos destas estruturas e do processo de formação dos conídios (conidiogênese), que pode ser tálica (conídios resultam da diferenciação de hifas pré-existentes) ou blástica (conídios formados em uma porção da célula conidiogênica antes da delimitação do septo) (SEIFERT & GAMS, 2011).

O conidióforo é uma extensão da hifa que sustenta a célula conidiogênica. Esta estrutura possui formatos variados, presença de septos e pode ser bem diferenciada ou não em relação às hifas somáticas, estando livres no substrato ou formando estruturas agrupadas denominadas conidiomas. Quando os conidióforos estão agrupados podem formar sinêmios (grupo de conidióforos usualmente unidos na base que se ramificam no ápice), esporodóquios (conidióforos agrupados em estrutura compacta, geralmente curtos), picnídios (estrutura pseudoparenquimatosa de forma globosa ou em formato de frasco) e acérvulos (conidióforos curtos geralmente unidos e formados num estroma imerso no tecido do hospedeiro) (ALEXOPOULOS; MIMS & BLACKWELL, 1996; SEIFERT & GAMS, 2011).

As células conidiogênicas são responsáveis pela produção dos conídios, que são as unidades que o fungo utiliza para disseminar-se e colonizar novos substratos e ambientes. Geralmente estão localizadas nas extremidades dos conidióforos, mas também podem ser intercalares, com paredes ornamentadas ou não, e diferenciadas ou não em relação às células do conidióforo (BONONI, 1999; SEIFERT & GAMS, 2011). A parede da célula conidiogênica possui duas camadas (externa e interna) que estão envolvidas no processo de conidiogênese (BONONI, 1999; SEIFERT & GAMS, 2011).

Os conídios são originados assexuadamente, diferente do que ocorre com os esporos, que se originam de recombinação genética sexuada. Variam em tamanho, número de septos, coloração, presença ou não de ornamentação e apêndices (sétulas, apículos). Podem ser solitários ou formar cadeias e se agruparem em mucilagem ou não (SEIFERT & GAMS, 2011). Algumas espécies de fungos conidiais podem apresentar conídios ramificados ou com formas complexas que são importantes para sua fixação nos substratos em ambientes aquáticos (GOH & HYDE, 1996).

Atualmente as ferramentas moleculares vêm contribuindo para inferir o posicionamento filogenético de vários gêneros de fungos conidiais. Estudos com as regiões de DNA ribossomal como ITS (ANSLAN *et al.*, 2018), LSU (KENNEDY *et al.*, 2018), SSU (ZHOU *et al.*, 2017), e regiões codificadoras de proteínas como α e β -tubulina, RPB1 e 2 (RAJA *et al.*, 2017) estão permitindo entender as relações intra e interespecíficas em gêneros como *Aspergillus* P. Micheli ex Haller (SAMSON *et al.*, 2014), *Cladosporium* Link (BENSCH *et al.*, 2015) e *Penicillium* Link (HOUBRAKEN & SAMSON, 2011), e também a descrição de famílias a partir de formas assexuais como Hermatomycetaceae, Cryptocoryneaceae (HASHIMOTO *et al.*, 2017), Distoseptisporaceae (LUO *et al.*, 2018), Wiesneriomycetaceae (WIJAYAWARDENE *et al.*, 2017) e outras.

2.2. Importância ecológica e econômica de fungos conidiais

Os fungos conidiais podem apresentar diferentes modos de vida no ambiente, o que lhes confere grande importância econômica e ecológica. A maior parte de suas espécies são sapróbias atuando como decompositores de material vegetal originário de diversas famílias botânicas (ALEXOPOULOS; MIMS & BLACKWELL, 1996; COLE, 1986; LODGE, 1997). Participam ativamente do processo de decomposição da serrapilheira e da ciclagem de nutrientes em ambientes terrestres e aquáticos (CASTRO, HERNÁNDEZ-GUTIÉRREZ & SOTÃO, 2011; GUSMÃO & MONTEIRO, 2014; MONTEIRO; GUSMAO & CASTAÑEDA-RUIZ, 2014), especialmente por produzirem enzimas capazes de quebrar moléculas complexas e abundantes do material vegetal como celulose, pectina, lignina, compostos fenólicos e outros (MIYAUCHI *et al.*, 2018), além de moléculas de origem animal como queratina (LANGE, HUANG & BUSK, 2016).

Nas florestas são responsáveis pela ciclagem de nutrientes e a devolução de minerais ao solo pela ação da decomposição (PURAHONG *et al.*, 2016). No caso da Floresta

Amazônica esta difere de outros tipos florestais por não possuir ou possuir muito pouca camada de húmus no solo. A absorção dos minerais acontece diretamente das camadas da serrapilheira para as raízes, e a absorção desses minerais também se dá por raízes em íntima relação com os fungos micorrízicos (PFENNING, 1997). Estudos vêm demonstrando que os fungos conidiais estão entre os principais decompositores da serrapilheira aquática e terrestre em ambientes amazônicos, apresentando alta riqueza de espécies especialmente em folhas e galhos (CASTRO, GUTIERREZ & SOTÃO, 2011, 2012; MONTEIRO & GUSMÃO, 2013; SANTOS *et al.*, 2018; MONTEIRO; SARMENTO & SOTÃO, 2019).

Várias espécies também atuam como parasitas de plantas e animais, causando malefícios e até perdas econômicas. Diversas espécies de fungos conidiais podem ser fitopatógenos e atacar culturas de grande valor econômico como arroz, cacau, couve, trigo, cevada, centeio, guariroba e outros (SANTAMARINA *et al.*, 2016; SANTOS *et al.*, 2017; OVSYANKINA *et al.*, 2017; ROUXEL & BALESSENT, 2017). Para os animais (especialmente artrópodes, nematoides, rotíferos e vertebrados) várias espécies podem atacar e até levar a morte seus hospedeiros, o que pode ser vantajoso no controle de pragas de lavoura (LUO *et al.*, 2018; EL KOMY *et al.*, 2015; LAW *et al.*, 2017). Para seres humanos alguns fungos conidiais podem ser oportunistas (como espécies de *Aspergillus*) e representar riscos à saúde de pessoas imunocomprometidas em ambientes hospitalares (SCHELENZ *et al.*, 2015; GOW & NETEA, 2016; BAXI *et al.*, 2016).

Muitas espécies deste grupo são produtores de antibióticos importantes como penicilina (*Penicillium chrysogenum* Thom), cefalosporina (*Cephalosporium acremonium* Corda), griseofulvina (*Penicillium griseofulvum* Dierckx) (JENITTA, *et al.*, 2015; HU & ZHU, 2016; VIGGIANO *et al.*, 2017). Outras espécies são amplamente utilizadas como fonte de alimentos fermentados e de enzimas empregadas nas indústrias alimentícias como *Penicillium roqueforti* Thom que produz o queijo Roquefort e o *Penicillium camemberti* Thom que produz o queijo Camembert (CHEESEMAN *et al.*, 2014; GILLOT *et al.*, 2015) e na indústria têxtil como produtores de celulasas como endoglucanases, exoglucanases e β -glucosidasas tais quais *Sclerotium rolfsii* Sacc. e *Trichoderma viride* Pers. (STERNBERG, 1976; SUN & CHENG, 2002) ou para o tratamento de efluentes, como *Cladosporium cladosporioides* (Fresen.) G.A. de Vries e *Geotrichum candidum* Link (VIKINESWARY *et al.*, 2006; JAKOVLJEVIĆ & VRVIĆ, 2018).

2.3. Estudo de fungos conidiais na Amazônia

Na Amazônia os estudos com fungos conidiais foram iniciados no começo do século XX, com espécies coletadas nos estados do Pará e Amazonas e identificadas por Paul Christoph Hennings no intervalo de 1900 até 1908, e publicados pela revista *Hedwigia* (1904; 1908), sendo que a coleção de materiais coletados no Pará foi posteriormente revista por BATISTA *et al.* (1966).

Durante a década de 1970 ocorreram avanços expressivos que permitiram ampliar o conhecimento sobre os fungos na Amazônia, a partir dos trabalhos de Samuels & Muller (1978a, b), que estudaram diversos ascomicetos e seus estágios anamorfos no noroeste da Amazônia (estados do Amazonas e Roraima), até as suas fronteiras com a Venezuela e Guianas.

PFENNING (1997) investigou relações entre fungos micorrízicos e de solo nos ecossistemas florestais brasileiros, investigando as florestas Amazônica e Atlântica em quatro localidades distintas, sendo elas floresta primária, plantações de cacau, área de pastagem e de plantações anuais, tendo encontrado cerca de 200 espécies (incluindo 20 espécies de fungos conidiais), e concluiu que não existia dominância de uma espécie nos ambientes, mas uma diversidade de espécies que atuavam para a decomposição da matéria orgânica morta.

Trabalhos posteriores realizados nos últimos vinte anos vêm contribuindo para ampliar o conhecimento de fungos conidiais na região amazônica. GUTIÉRREZ, MONTEIRO & SOTÃO (2009) relataram 66 táxons de fungos conidiais encontrados em estruturas de palmeiras em decomposição na Floresta Nacional de Caxiuanã. Nesta mesma unidade de conservação, MONTEIRO, HERNÁNDEZ-GUTIÉRREZ & SOTÃO (2010) realizaram investigações também com partes de palmeiras em decomposição e identificaram cinco novos registros para o Neotrópico e um para a América do Sul. CASTRO, HERNÁNDEZ-GUTIÉRREZ & SOTÃO (2011) encontraram dez novas ocorrências de fungos para a América do Sul e duas para o Neotrópico; e em 2012, estes mesmos autores encontraram 45 táxons de fungos conidiais, sendo todos novos registros para a área abordada e com novas ocorrências para a Amazônia brasileira e para o Brasil.

HERNÁNDEZ-GUTIÉRREZ (2013) descreveu um novo gênero e espécie (*Circinoconiopsis amazonica* A. Hern-Gut.) em palmeira coletada na Floresta Nacional de Caxiuanã. CARMO *et al.* (2014) descreveram um novo gênero de fungo conidial

(*Anabahusakala* L.T. Carmo *et al.*) ocorrendo em amostras de palmeira da Floresta Nacional do Amapá (Amapá).

Alguns estudos realizados com substratos em decomposição de ambientes aquáticos indicam que os ambientes amazônicos apresentam grande diversidade de fungos, com várias espécies novas sendo coletadas em áreas da Região Metropolitana de Belém (RMB), Pará. MONTEIRO & GUSMÃO (2013) identificaram duas novas espécies de *Fusticeps* J. Webster & R.A. Davey e em 2014 descreveram duas espécies de *Ceratosporella* Höhn., incluindo elaboração de chaves dicotômicas para identificação. MONTEIRO *et al.* (2014 a, b, c) descreveram quatro novos fungos (*Arachnophora combuensis* J.S. Monteiro *et al.*, *Atrogeniculata submersa* J.S. Monteiro *et al.*, *Helicodochium amazonicum* J.S. Monteiro *et al.* e *Nigrolentilocus amazonicus* J.S. Monteiro *et al.*) em material submerso na RMB.

FIUZA *et al.* (2015) coletaram amostras de espuma natural de córregos no estado do Amazonas e obtiveram 17 novos registros de fungos ingoldianos, sendo um deles novo registro para as Américas (*Tricladium curvisporum* Descals), três novos para o Brasil (*Condylospora flexuosa* Nawawi & Kuthub., *C. spumigena* Nawawi and *Dwayaangam cornuta* Descals) e outros 13 para a Amazônia. Enquanto MONTEIRO *et al.* (2015) descreveram uma nova espécie de *Matsushimiella* (*M. paraensis* J.S. Monteiro *et al.*) ocorrendo no Parque Estadual do Utinga, Pará.

MONTEIRO *et al.* (2016a) descreveram e ilustraram duas novas espécies (*Thozetella coronata* J.S. Monteiro e *T. ipsiloidea* J.S. Monteiro) coletadas em folhas submersas de um córrego no estado do Pará. Posteriormente, MONTEIRO *et al.* (2016b) identificaram e descreveram um novo gênero, *Dictyoaquaphila appendiculata* J.S. Monteiro *et al.*, ocorrendo em galhos submersos em áreas da Floresta Amazônica e do Semiárido brasileiro. MONTEIRO *et al.* (2018) elaboraram uma listagem de espécies de fungos na Floresta Nacional de Caxiuanã e identificaram 233 espécies, dentre elas 56 de fungos conidiais.

Recentemente, SANTOS *et al.* (2018) identificaram 104 espécies de fungos conidiais em *Cedrela odorata* L. (Meliaceae) em fragmentos florestais da RMB, das quais 53 representavam novos registros para o estado do Pará, 46 para a Amazônia Brasileira e quatro novos registros para o Brasil. Enquanto MONTEIRO; SARMENTO & SOTÃO (2019) identificaram 107 espécies presentes em 79 gêneros e 25 famílias, com 83 novos registros para o estado do Amapá, 15 para a Amazônia Brasileira, três para o Brasil e três novas ocorrências para a América do Sul.

2.4. Caracterização morfológica e importância de *Bactris gasipaes* Kunth

A pupunheira (*Bactris gasipaes* Kunth) (Fig. 1) pertence à família Arecaceae, que atualmente engloba 181 gêneros e 2.600 espécies (CHRISTENHUSZ & BING, 2016), sendo que no Brasil é estimado que existam 37 gêneros com 297 espécies (FLORA DO BRASIL EM CONSTRUÇÃO, 2019).

Esta árvore apresenta um crescimento ereto, possuindo um único caule chamado de estipe ou vários caules pequenos de forma cespitosa (em touceiras), sendo comumente ornamentada com espinhos eretos e negros ao longo do seu caule desde a base até a copa. O estipe das pupunheiras é composto por três partes: broto terminal, nó e entrenó. O broto terminal é a zona de crescimento da palmeira, o nó é a parte na qual surgem as folhas e o internó a região entre dois nós. Muitas palmeiras possuem espinhos nos entrenós que podem possuir tamanho variado, entre 3–14 cm de comprimento. Conforme a pupunheira se desenvolve, as suas raízes adventícias produzem uma grossa camada, similar a um tapete, que pode se estender por 4–5 m ao redor da planta (BACTRIS GASIPAES: Palmpedia (2019); MORA-URPÍ, WEBER & CLEMENT, 1997; GRAEFE *et al.*, 2013).

A pupunheira pode ter um crescimento que varia de 20 a 30 m de altura. O dossel da planta pode ter de 8–30 folhas pinadas, normalmente sem espinhos, mas podem apresentá-los em baixa quantidade se comparado ao caule e quando presentes são curtos, aparecendo na bainha, pecíolo e nas venações das folhas. Apresentam flores monoicas, com flores masculinas e femininas se desenvolvendo na raque, e flores hermafroditas de maneira ocasional (BACTRIS GASIPAES: Palmpedia (2019); MORA-URPÍ, WEBER & CLEMENT, 1997).

O seu fruto é uma drupa, com coloração que varia de laranja brilhante a um vermelho ou amarelo, sendo esta coloração dependente do tipo da palmeira (Fig. 2). As dimensões variam muito, indo de 2–7 cm de comprimento, 2–8 cm de espessura, e pesando de 4–186g. A quantidade de frutos por inflorescência pode alcançar até 764 unidades, com um peso de todos os frutos podendo alcançar até 20kg (MORA-URPÍ, WEBER & CLEMENT, 1997).

Estas palmeiras estão distribuídas de forma abundante em ambientes de florestas tropicais, já que colonizam estratos florestais variados (CAXAMBÚ *et al.*, 2015). São plantas que apresentam um alto valor ecológico, devido a importantes relações com animais, fornecendo alimento e abrigo (GARCIA & SOUZA, 1998; CAXAMBÚ *et al.*, 2015).



Fig. 1. Exemplar adulto de *Bactris gasipaes* Kunth.

A pupunheira pode ser aproveitada em quase sua totalidade. Os seus frutos são muito valorizados atualmente como fonte de alimento, podendo ser utilizados para consumo humano direto, ração animal, produção de farinhas e outras refeições, e para a obtenção de óleo, enquanto o meristema apical pode ser cortado para a obtenção de palmito (METZLER *et al.*, 1992; MORA-URPÍ, WEBER & CLEMENT, 1997; GRAEFE *et al.*, 2012). As folhas podem ser utilizadas para revestimento de telhados de habitações e elaboração de cestos, e os caules podem ser aproveitados como madeira de sustentação para casas e artesanato (GRAEFE *et al.*, 2012; TRINDADE & MÁXIMO, 2017). Também podem ser plantadas para estabelecerem um dossel em sistemas agroflorestais, fornecendo sombra para plantas que necessitam de uma cobertura sem tanta insolação (CLEMENTS, 1988; MORA-URPÍ, WEBER & CLEMENT, 1997; GRAEFE *et al.*, 2012).



Fig. 2. Frutos de pupunheira com manchas causadas por *Ceratocystis paradoxa*.

Devido à importância econômica das pupunheiras, a presença de doenças fúngicas pode trazer prejuízos significativos para suas plantações. Dentre as doenças que podem ocorrer nesta planta temos: antracnose (*Colletotrichum gloeosporioides* Penz.) e podridão da medula (*Fusarium* spp., *Phytophthora palmivora* (E.J. Butler) E.J. Butler) (SANTOS *et al.*, 2001); podridão negra (*Ceratocystis paradoxa* (Dade) C. Moreau e seu anamorfo) que pode ocorrer nos frutos (Fig. 2), a mancha amarela (*Pestalotiopsis* spp.), a mancha parda (*Mycosphaerella* spp. ou *Cercospora* spp.) e a mancha da curvulária (*Curvularia eragrostidis* (Henn) J.A. Mey) (GARCIA & SOUZA, 1998).

2.5. Diversidade de fungos em palmeiras do Brasil e Amazônia

Para o Brasil, os estudos que abordam fungos associados a palmeiras são escassos e deixam lacunas no conhecimento atual. Porém, os poucos trabalhos existentes demonstram que existe uma diversidade de espécies ainda desconhecida e que é necessário ampliar os conhecimentos sobre a micobiota associada a esta planta.

CHAVES (1998) realizou uma pesquisa sobre fungos associados a partes aéreas de duas palmeiras *Mauritia flexuosa* L. f. (buriti) e *Mauritiella armata* (Mart.) Burret (Buritirana) em área de cerrado do Distrito Federal, e encontrou 26 espécies de fungos.

GRANDI (1999) identificou 26 espécies de fungos conidiais em folhas em decomposição de *Euterpe edulis* Mart. na Reserva Biológica do Alto da Serra de Paranapiacaba, no estado de São Paulo.

ALMEIDA; YARA & ALMEIDA (2005) investigando ápices caulinares de *B. gasipaes* cultivadas tanto *in vivo* como *in vitro* identificaram sete espécies de fungos, que se apresentaram tanto como fungos endofíticos quanto parasitas.

Para Amazônia, o primeiro estudo com palmeiras foi realizado por RODRIGUES (1994) que realizou um estudo sobre fungos endofíticos em açaizeiros (*E. oleracea*) na Ilha do Combú (Pará) e elaborou uma lista com 57 espécies distribuídas em seis famílias que incluíram principalmente ascomicetos sexuais e fungos conidiais.

Posteriormente, Hernández *et al.* (2009) elaboraram uma lista com 66 taxóns de fungos conidiais ocorrendo em partes de palmeiras em decomposição na Floresta Nacional de Caxiuanã. Para esta mesma área, MONTEIRO *et al.* (2010, 2013, 2018) acrescentaram novos registros para o estado do Pará, Brasil, América do Sul e região Neotropical.

Para o estado do Amapá foram descritas duas novas espécies *Sporidesmiopsis pluriseptata* J.S. Monteiro *et al.* e *Bhatia malabarica* J.S. Monteiro coletadas em palmeiras na Serra do Navio e Flona do Amapá, respectivamente (MONTEIRO *et al.* 2016, 2017). Para a Flona do Amapá também foram registradas 99 espécies de fungos conidiais ocorrendo em palmeiras, das quais seis representaram novos registros para o Brasil e América do Sul (MONTEIRO *et al.* 2019).

3. MATERIAL E MÉTODOS

3.1. Áreas de coleta

Para a realização deste estudo foram selecionadas três áreas com plantações de *B. gasipaes* localizadas em municípios do Pará (Acará, Santa Bárbara do Pará, Santa Izabel do Pará), todas no estado do Pará (Fig. 3).

O município do Acará (coordenadas de latitude S1°57'37" e longitude W48°11'47") possui 4343,550 km² e uma população geral de 55.591 pessoas de acordo com o último censo (IBGE, 2019). A cobertura vegetal predominante é a floresta primária (215.719,5 ha), seguida de floresta secundária (156.024,8 ha). Ocorrem em menor proporção campos naturais, culturas agrícolas e áreas de pastagem (SANO, E. E. *et al.* 1990). Neste município as coletas foram realizadas na Vila Vinagre (S01°43.643' e W048°24.097').

O município de Santa Bárbara do Pará (coordenadas de latitude S01°13'26" e longitude W48°17'22") possui 278.154 km² e uma população total estimada em 21.079 habitantes (IBGE, 2019). A cobertura vegetal é composta por floresta secundária na área de terra firme e, nas suas áreas de várzea, por vegetação arbórea, cipós e açazais (1993 SUDAM, apud SANTOS & JARDIM, 2006). Neste município as coletas foram realizadas em plantações no assentamento Rio Vermelho (S01°10.964' e W048°11.717').

O município de Santa Izabel do Pará (coordenadas de latitude S01°17'58" e longitude W48°9'40") possui 717,662 km² e uma população estimada em 70.801 pessoas (IBGE, 2019). A cobertura vegetal é composta primariamente de plantações de dendê, associações de capoeira, culturas temporárias e pastagem e regiões com floresta ombrófila densa de planície aluvial (EMBRAPA, 1999). Neste município as coletas foram realizadas na Fazenda Santo Expedito (S01°20.730' e W048°07.888').

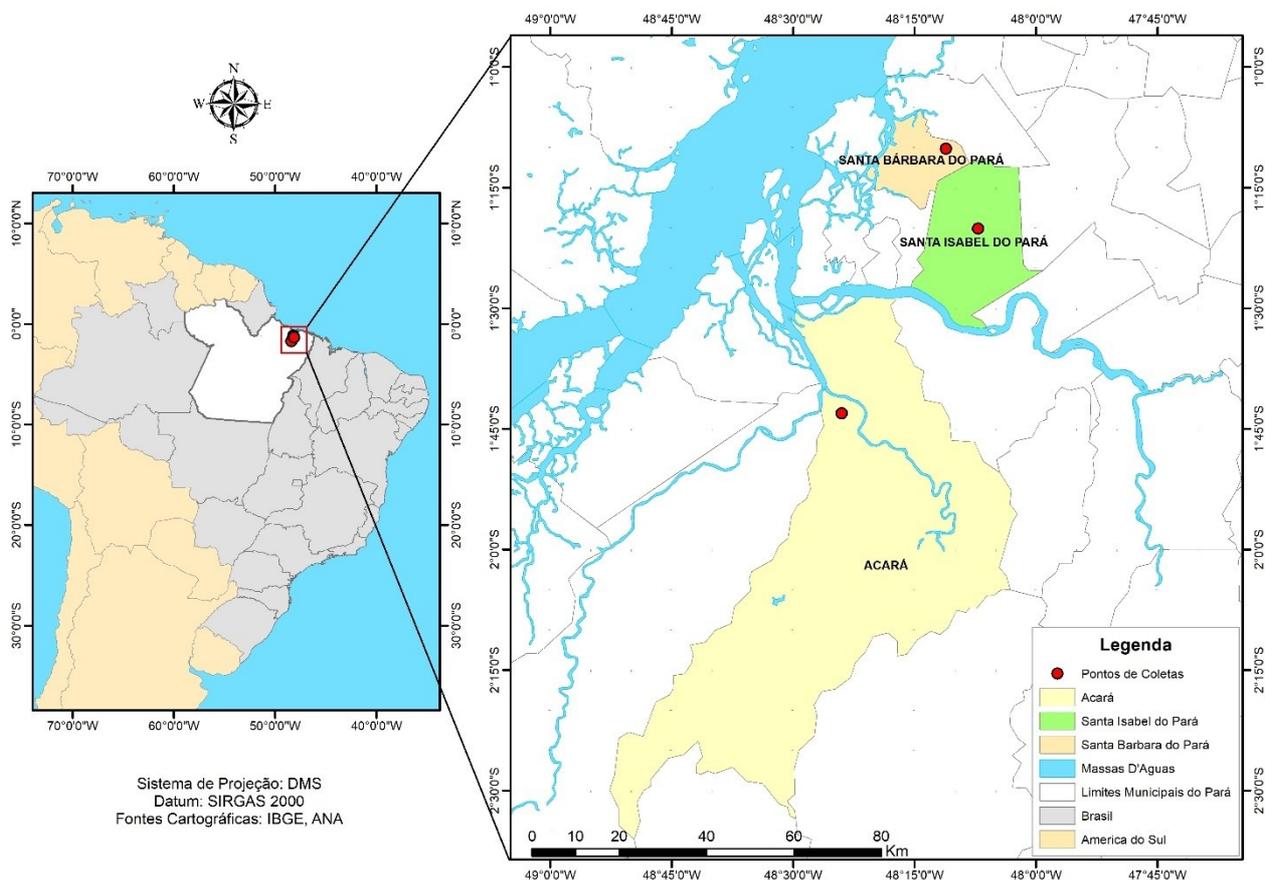


Fig. 3. Localização das áreas com plantios de *B. gasipaes* - Acará, Santa Bárbara do Pará e Santa Izabel do Pará.

3.2. Coleta e amostragem das amostras

As coletas foram realizadas de forma quadrimestral em cada área selecionada (Fig. 4) entre setembro de 2018 e setembro de 2019, totalizando quatro coletas.

Em cada localidade foram selecionados aleatoriamente 15 indivíduos de *B. gasipaes*, em que foram coletadas uma amostra de folíolo, raque, pecíolo e bainha em decomposição, e uma amostra de folíolo e raque vivos. Ao todo foram coletados 1.080 substratos e analisados 720 amostras em decomposição e 360 partes vivas das folhas. Todas as amostras foram padronizadas com tamanho de 10 cm de comprimento, para permitir a comparação entre as diferentes partes da folha analisada.



Fig. 4. Plantações de pupunheiras nas localidades de Acará, Santa Bárbara do Pará e Santa Isabel do Pará.

As amostras de folhas de palmeiras em decomposição e vivas foram retiradas com o auxílio de um podão, e as partes das folhas foram divididas com o uso de uma tesoura de poda. Em seguida, cada tipo de substrato foi acondicionado em sacos de papel tipo kraft, identificados e encaminhados para o Laboratório de Micologia do Museu Paraense Emílio Goeldi (MPEG) para posterior processamento das amostras.

3.3. Processamento das amostras, identificação e ilustração

No laboratório as amostras de substratos vivos foram acondicionadas diretamente em câmaras-úmidas (sacos plásticos transparentes 5L + papel filtro) em temperatura ambiente e observadas em estereomicroscópio por até 72 horas.

No laboratório as amostras de substratos em decomposição foram processadas segundo a técnica de lavagem em água corrente (adaptado de CASTAÑEDA-RUIZ *et al.* 2016). Esta técnica permite a limpeza e eliminação de sedimentos e possíveis seres vivos que possam ter sido transportados no material, como nematoides, insetos, pulgões e outros artrópodes, além de hidratar o material vegetal.

Primeiramente, as amostras foram transferidas para recipientes plásticos perfurados e alocados em bandejas plásticas, num ângulo de aproximadamente 45°, para que a água escorresse livremente por 1 hora (Fig. 5A–B). O jato d'água foi posicionado de modo a não atingir diretamente os substratos. Após a lavagem, os substratos foram colocados sobre folhas de papel toalha e expostos ao ar livre por 30 minutos para a remoção do excesso de água (Fig. 5C). A seguir, os substratos foram acondicionados em câmaras-úmidas montadas com sacos plásticos transparentes (5L) forrados com papel filtro, para permitir a manutenção de umidade em seu interior (Fig. 5D) (SANTOS *et al.* 2018). Estas foram acondicionadas no interior de uma caixa de isopor (80 L), cujas paredes foram revestidas com papel toalha para permitir o borrifamento de água. Ao fundo da caixa do isopor foi adicionado 500 ml de água e 10 ml de glicerina, para auxiliar na manutenção da umidade no interior da caixa (Fig. 5E). Foi montado uma plataforma de isopor na base da caixa para impedir o contato direto das amostras com o líquido no fundo do isopor. A caixa de isopor foi aberta diariamente por 1 hora para circulação do ar e depois as paredes foram borrifadas com água para manutenção da umidade.

A observação do material foi iniciada após 72 horas de incubação, sendo mantida por um período de até 45 dias. Os substratos foram observados diariamente utilizando-se um estereomicroscópio para observação das estruturas fúngicas (Fig. 5F). Quando visualizadas, tais estruturas foram retiradas com auxílio de agulhas de pontas finas e montadas em lâminas permanentes com resina PVLG (álcool polivinílico + ácido láctico + glicerol) (SCHENCK & PEREZ, 1990) e/ou lâminas semipermanentes contendo lactoglicerol (água destilada + ácido láctico + glicerina) (NEERGAARD *et al.* 2000) para permitir a observação em microscópio óptico (Fig. 5G–H).



Fig. 5. 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. Microscópio utilizado para observação das microestruturas. H. Lâminas confeccionadas para preservação de espécimes a serem adicionadas ao Herbário João Murça Pires. (Fotos: Alexandre P. Silva).

A identificação das espécies foi realizada através da observação e medição de estruturas de importância taxonômica (conidióforos, células conidiogênicas, conídios, setas, apêndices e outros) em microscópio óptico e comparação com espécies descritas na literatura especializada. Para prováveis novas espécies e novos registros de fungos conidiais para Amazônia, Brasil, América do Sul e Neotrópico foram fornecidas descrições, comentários taxonômicos, distribuição geográfica e ilustrações.

Os substratos vegetais colonizados por fungos foram preservados a seco em envelopes de papel Kraft e junto com as respectivas lâminas confeccionadas foram incorporadas à coleção de fungos do Herbário João Murça Pires (MG) do MPEG.

As fotomicrografias dos fungos foram realizadas em microscópio Leica CTR6 com câmera digital acoplada, com o software LAS V4.12. Quando necessário foi realizada análise da superfície das microestruturas dos fungos em microscópio eletrônico de varredura (MEV). As amostras foram preparadas de acordo com a metodologia de França & Sotão (2009) e as imagens foram capturadas pelo microscópio eletrônico MEV TESCAN Mira3, do Laboratório Multi-institucional de MEV do MPEG.

3.4. Análise ecológica dos dados

A riqueza de espécies associadas a *B. gasipaes* foi determinada pelo número total de espécies, enquanto a frequência de ocorrência dos fungos (F) foi calculada segundo a fórmula: $FO = n \times 100 / N$, onde FO = número de amostras em que uma espécie foi registrada e N = total de amostras. Para esta frequência foram estabelecidas as seguintes classes de frequência: $F \leq 10\%$ = rara; $10 < F \leq 30\%$ = comum, $30 < F \leq 50\%$ = muito comum e $F > 50\%$ = dominante (ZHANG *et al.*, 2004).

Para testar a hipótese de que a riqueza é igual nos dois períodos e nas três áreas amostradas, aplicou-se a análise ANOVA de dois fatores. A variação na composição de espécies foi analisada a partir de Permutação Manova (PERMANOVA), realizando-se 9.999 permutações, com matriz de similaridade de Jaccard (presença e ausência).

Os conjuntos de espécies que ocorrem nas áreas de estudo e nos substratos foram apresentados utilizando-se um diagrama UpSet (LEX *et al.*, 2014), que fornece uma maneira quantitativa precisa de resumir conjuntos de interseção quando mais de três elementos estão envolvidos (LEX; GEHLENBORG, 2014). Para construir este diagrama foi utilizado o

pacote UpSetR (CONWAY; LEX; GEHLENBORG, 2017). Todas as análises foram realizadas utilizando-se o software RStudio Version 1.2.1335.

A composição da comunidade entre as áreas de estudo, tipos de substrato e período de coleta foi avaliada através da MANOVA (distância euclidiana) (ZAR, 1996). Para ordenar estas relações foi utilizado o Método de Escalonamento Não-Métrico Multidimensional (NMDS) (LEGENDRE & LEGENDRE, 2012). As análises multivariadas foram realizadas através do pacote estatístico PRIMER V.6 (CLARKE & WARWICK, 2001) e o aplicativo PERMANOVA+ for PRIMER (ANDERSON; GORLEY & CLARKE, 2008).

Para as análises da influência climática sobre a distribuição das espécies, as coletas foram separadas em dois grandes períodos: seco e chuvoso. Para padronizar a classificação dos meses nestes dois períodos foram estabelecidos como chuvosos os meses de coleta que apresentarem acúmulo de chuvas superior a 200 mm e secos abaixo desse valor. Este critério foi baseado nas médias pluviométricas registradas na cidade de Belém e Acará para o período do estudo através da consulta ao site do Instituto Nacional de Meteorologia (ESTAÇÕES CONVENCIONAIS – GRÁFICOS. INMET, 2019).

3.5. Organização da dissertação

Os resultados desta dissertação serão apresentados na forma de dois capítulos.

A contextualização apresentada seguiu as normas da Universidade Federal Rural da Amazônia – UFRA (https://proped2.ufra.edu.br/images/arquivosPDF/Norma_-PsGraduao-atualizada-19-ago.pdf).

O capítulo 1 intitulado “Fungos associados à *Bactris gasipaes* (Arecaceae) no Brasil: checklist e novos registros de fungos conidiais” apresenta uma listagem dos fungos associados a *B. gasipaes*, incluindo novos registros de fungo conidiais para o Pará, bioma Amazônia, Brasil, América do Sul e Continente Americano. Este capítulo está em forma de artigo e será submetido à revista Nova Hedwigia, estando formatada de acordo com as normas desta revista (https://www.schweizerbart.de/journals/nova_hedwigia/instructions).

O capítulo 2 intitulado “Fungos conidiais associados à decomposição de folhas de pupunheiras (*Bactris gasipaes*) em áreas de plantios na Amazônia Oriental, Brasil” apresenta os dados sobre a riqueza e composição de fungos conidiais ocorrendo em folhas em decomposição de *B. gasipaes* em diferentes áreas, substratos e períodos de coleta, com uma

discussão sobre a influência destes fatores na comunidade fúngica registrada. Este capítulo está no formato de artigo e será submetido à revista *Acta Amazonica*, seguindo as normas desta revista (<http://www.scielo.br/revistas/aa/iinstruc.htm>).

4. REFERÊNCIAS

ALEXOPOULOS, C.J.; MIMS, C.W.; BLACKWELL, M. *Introductory Mycology*. 4° ed. New York: John Wiley & Sons. 1996.

ALMEIDA, C.V.; YARA, R.; ALMEIDA, M. Fungos endofíticos isolados de ápices caulinares de pupunheira cultivada *in vivo* e *in vitro*. *Pesq. Agropec. Bras.* Vol. 40, n. 5, p. 467–470, 2005.

ANDERSON, M.J.; GORLEY, R.N.; CLARKE, K.R. *PERMANOVA+ for PRIMER: Guide to Software and Statistical Methods*. PRIMER-E, Plymouth, UK. 2008.

ANSLAN, S.; NILSSON, R.H.; WURZBACHER, C.; BALDRIAN, P.; TEDERSOO, L.; BAHRAM, M. Great differences in performance and outcome of high-throughput sequencing data analysis platforms for fungal metabarcoding. *MycKeys* Vol. 39, p. 29–40, 2018.

BACTRIS GASIPAES. Disponível em: <www.palmpedia.net/wiki/Bactris_gasipaes>. Acesso em 26/06/19.

BARBOSA, F.R.; MAIA, L.C.; GUSMÃO, L.F.P. Fungos conidiais associados ao folheto de *Clusia melchiorii* Gleason e *C. nemorosa* G. Ney. (Clusiaceae) em fragmento de Mata Atlântica, BA, Brasil. *Acta bot. bras.* Vol. 23, n.1, 79–84, 2009.

BATISTA, A.C.; FALCÃO, R.G.S.; PERES, G.E.P.; MOURA, N.R. de. *Fungi Paraenses*. Revisão da coleção de Paul C. Hennings, do Museu Paraense Emílio Goeldi. Publicações. Inst. de Micol. da Univ. do Recife, v. 506, 1966.

BAXI, S.N.; PORTNOY, J.M.; LARENAS-LINNEMANN, D.; PHIPATANAKUL, W. Exposure and Health Effects of Fungi on Humans. *The Journal of Allergy and Clinical Immunology in Practice*. Vol. 4, n. 3, p. 396–404, 2016.

BENSCH, K.; GROENEWALD, J.Z.; BRAUN, U.; *et al.* Common but different: The expanding realm of *Cladosporium*. *Studies in Mycology*, Vol. 82, p. 23–74, 2015.

BLACKWELL, M. The Fungi: 1, 2, 3 ... 5.1 million species? *American Journal of Botany* Vol. 98, n. 3, p. 426–438, 2011.

BONONI, V.L.R. *Zigomicetos, Basidiomicetos e Deuteromicetos: noções básicas de taxonomia e aplicações biotecnológicas*. São Paulo: Instituto de Botânica. 1998.

CARLILE, M.J.; WATKINSON, S.C.; GOODAY, G.W. *The fungi*. San Diego: Academic Press. 2001.

CARMO, L.T.; MONTEIRO, J.S.; GUSMÃO, L.F.P.; SOTÃO, H.M.P.; HERNÁNDEZ-GUTIÉRREZ, A.; CASTAÑEDA-RUIZ R.F. *Anabahusakala*, a new genus from the Brazilian Amazon rainforest. *Mycotaxon* Vol. 127, p. 11–15, 2014.

CASTAÑEDA-RUIZ, R.F.; HEREDIA, G.; GUSMÃO, L.F.P.; LI, D.W. Chapter 9: Fungal Diversity of Central and South America. *Biology of Microfungi*, p. 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 Brasil. Bot.*, V. 34, n. 4, p. 515–512, 2011.

CASTRO, C.C.; HERNÁNDEZ-GUTIÉRREZ, A.; SOTÃO, H.M.P. Fungos conidiais em *Euterpe oleracea* Mart. (açazeiro) na Ilha do Combú, Pará-Brasil. *Acta Botânica Brasilica*, V. 26, n. 4, p. 761–771, 2012.

CAVALLARI, M.M.; TOLEDO, M.M. What is the name of the babassu? A note on the confusing use of scientific names for this important palm tree. *Rodriguésia* Vol. 67, n. 2, p. 533–538, 2016.

CAXAMBÚ, M.G.; GERALDINO, H.C.L.; DETTKE, G.A.; SILVA, A.R.; SANTOS, E.N. Palmeiras (Arecaceae) nativas no município de Campo Mourão, Paraná, Brasil. *Rodriguésia* Vol. 66, n. 1, p. 259–270, 2015.

CHAVES, Z.M. Fungos associados a *Mauritia flexuosa* (Buriti) e *Mauritiella armata* (Buritirana). Dissertação de Mestrado, Universidade de Brasília – DF. Pp. 104, 1998.

CHEESEMAN, K.; ROPARS, J.; RENAULT, P.; DUPONT, J.; GOUZY, J.; BRANCA, A.; ABRAHAM, A.L.; CEPPI, M.; CONSEILLER, E.; DEBUCHY, R.; MALAGNAC, F.; GOARIN, A.; SILAR, P.; LACOSTE, S.; SALLET, E.; BENSIMON, A.; GIRAUD, T.; BRYGOO, Y. Multiple recent horizontal transfers of a large genomic region in cheese making fungi. *Nature Communications* Vol. 5, p. 2876, 2014.

CHRISTENHUSZ, M.J.M.; BING, J.W. The number of known plants species in the world and its annual increase. *Phytotaxa*, Vol. 261, p. 201–217, 2016.

CLARKE, K.R.; WARWICK, R.M. A further biodiversity index applicable to species lists: variation in taxonomy distinctness. *Marine Ecology Progress Series*. Vol. 216, p. 216–265, 2001.

CLEMENT, C.R. Domestication of the Pejibaye Palm (*Bactris gasipaes*): Past and Present. *Advances in Economic Botany*, Vol. 6, p. 155–174, 1988.

COLE, G.T. Models of Cell Differentiation in Conidial Fungi. *Microbiological Reviews*, Vol. 50, n. 2, p. 95–132, 1986.

CONWAY, J.R.; LEX, A.; GEHLENBORG, N. UpSetR: An R package for the visualization of intersecting sets and their properties. *Bioinformatics*, v. 33, n. 18, p. 2938–2940, 15 set. 2017.

DIDONET, A.A.; FERRAZ, I.D.K. O comércio de frutos de Tucumã (*Astrocaryum aculeatum* G. Mey. - Arecaceae) nas feiras de Manaus (Amazonas, Brasil). *Rev. Bras. Frutic.*, Vol. 36, n. 2, p. 353–362, 2014.

EL-KOMY, M.H.; SALEH, A.A.; ERANTHODI, A.; MOLAN, Y.Y. Characterization of Novel *Trichoderma asperellum* Isolates to Select Effective Biocontrol Agents Against Tomato *Fusarium* Wilt. *The Plant Pathology Journal*, Vol. 31, p. 50–60. 2015.

EMBRAPA. MAPA de vegetação e uso das terras do Município de Santa Izabel do Pará – Pará. [Belém, PA]: Embrapa Amazônia Oriental, 1999.

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

FIUZA, P.O.; OTTONI-BOLDRINI, B.M.P.; MONTEIRO, J.S.; CATENA, N.R.; HAMADA, N.; GUSMÃO, L.F.P. First records of Ingoldian fungi from the Brazilian Amazon. *Brazilian Journal of Botany*, Vol. 38, n. 3, p. 615–621, 2015.

FLORA DO BRASIL 2020 em construção. Jardim Botânico do Rio de Janeiro. Disponível em: <<http://reflora.jbrj.gov.br/reflora/floradobrasil/FB53>>. Acesso em: 26 jun. 2019.

FORZZA, R.C.; LEITMAN, P.M.; COSTA, A.; JÚNIOR., A.A.C.; PEIXOTO, A.L.; WALTER, B.M.T. *et al.* Catálogo de plantas e fungos do Brasil. Jardim Botânico do Rio de Janeiro. 2010.

FRANÇA, I.F.; SOTÃO, H.M.P. Novos registros de Ferrugens (Uredinales) sobre Fabaceae para o Brasil. *Acta Botanica Brasilica*, Vol. 23, n. 3, p. 860–863, 2009.

GARCIA, A.; SOUZA, V.F. As doenças de pupunheira (*Bactris gasipaes*) na Amazônia e medidas de controle. EMBRAPA CPAF (Centro de Pesquisa Agroflorestal de Rondônia). Circular Técnica, p. 1 – 15. 1998.

GILLOT, G.; JANY, J.L.; COTON, M.; LE FLOCH, G.; DEBAETS, S.; ROPARS, J.; LÓPES-VILLAVICENCIO, M.; DUPONT, J.; BRANCA, A.; GIRAUD, T.; COTON, E. Insights into *Penicillium roqueforti* morphological and genetic diversity. *PLOS ONE* Vol. 10, n. 6, p. e0129849, 2015.

GOH, T.K.; HYDE, K.D. Biodiversity of freshwater fungi. *Journal of Industrial Microbiology & Biotechnology*, v. 17, n. 5–6, p. 328–345, nov. 1996.

GOW, N.A.R.; NETEA, M.G. Medical mycology and fungal immunology: New research perspectives addressing a major world health challenge. *Philosophical Transactions of the Royal Society B: Biological Sciences* Vol. 371, n. 1709, p. 20150462, 2016.

GRAEFE, S.; DUFOUR, D.; van ZONNEVELD, M.; RODRIGUEZ, F.; GONZALEZ, A. Peach palm (*Bactris gasipaes*) in tropical Latin America: implications for biodiversity conservation, natural resource management and human nutrition. *Biodiversity and Conservation* Vol. 22, p. 269–300, 2013.

GRANDI, R.A.P. Hifomicetos decompositores do folheto de *Euterpe edulis* Mart. *Hoehnea* Vol. 26, p. 87–101, 1999.

GUARRO J.; GENÉ J.; STCHIGEL A.M. Developments in Fungal Taxonomy. *Clinical Microbiology Reviews*, Vol. 12, n. 3, p. 454–500, 1999.

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

GUSMÃO, L.P.F.; MONTEIRO, J.S. Two new species of *Ceratosporella* (anamorphic fungi) from Brazilian Amazon forest. *Nova Hedwigia* Vol., 98, n. 3–4, p. 481–490, 2014.

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

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

HASHIMOTO, A.; MATSUMURA, M.; HIRAYAMA, K.; TANAKA, K. Revision of *Lophiotremataceae* (Pleosporales, Dothideomycetes): *Aquasubmersaceae*, *Cryptocoryneaceae*, and *Hermatomycetaceae* fam. nov.). *Persoonia*, Vol. 39, p. 51–73, 2017.

HAWKSWORTH, D.L. The magnitude of fungal diversity: the 1,5 million species estimate revisited. *Mycol. Res.* Vol. 105, n. 12, p. 1422–1432, 2001.

HAWKSWORTH, D.L.; LÜCKING, R. Fungal Diversity Revisited: 2.2 to 3.8 Million Species. *Microbiology Spectrum* Vol. 5, n. 4, FUNK -0052-2016, 2017.

HIBBETT, D. S. *et al.* A higher-level phylogenetic classification of the Fungi. *Mycological Research*, v. 111, n. 5, p. 509–547, 2007.

HOUBRAKEN, J.; SAMSON, R.A. Phylogeny of *Penicillium* and the segregation of *Trichocomaceae* into three families. *Studies in Mycology*, Vol. 70, p. 1–51, 2011.

HU, Y.; ZHU, B. Study of genetic engineering of *Acremonium chrysogenum*, the cephalosporin C producer. *Synthetic and Systems Biotechnology* Vol. 1, n. 3, p. 143–1497, 2016.

HUMBER, R.A. Entomophthoromycota: A new phylum and reclassification for entomophthoroid fungi. *Mycotaxon* Vol. 120, p. 477–492, 2012.

IBGE . ACARÁ (PA) – Cidades e Estados. Disponível em <<https://www.ibge.gov.br/cidades-e-estados/pa/acara.html>> Acesso em 16 Nov. 19.

IBGE. SANTA BÁRBARA DO PARÁ – Disponível em <<https://cidades.ibge.gov.br/brasil/pa/santa-barbara-do-para/panorama>> Acessado em: 17 Nov. 2019.

IBGE. SANTA IZABEL DO PARÁ – Disponível em <<https://cidades.ibge.gov.br/brasil/pa/santa-izabel-do-para/panorama>> Acessado em: 17 Nov. 2019.

INMET. ESTAÇÕES CONVENCIONAIS – GRÁFICOS. Disponível em: http://www.inmet.gov.br/portal/index.php?r=home/page&page=rede_estacoes_conv_graf. Acesso em: 30/06/19.

JAKOVLJEVIĆ, V.D.; VRVIĆ, M.M. Potential of pure and mixed cultures of *Cladosporium cladosporioides* and *Geotrichum candidum* for application in bioremediation and detergent industry. *Saudi Journal of Biological Sciences*, Vol. 25, n. 3, p. 529–536, 2018.

JENITTA, X.J.; PRIYA, S.E; GNANADOSS, J.J. Optimization of culture conditions and inducers for improved protease production by *Penicillium griseofulvum* LCJ231 under submerged fermentation. *International Journal of Advanced Biotechnology and Research*, Vol. 6, n. 2, p. 152–160, 2015.

JESUS, M.A.; ABREU, R.L.S. Durabilidade natural da madeira de pupunha (*Bactris gasipaes* Kunth). *Acta Amazonica* Vol. 32, n. 4, p. 663–675, 2002.

JONES, M.D.M.; RICHARDS, T.A.; HAWKSWORTH, D.L.; BASS, D. Validation and justification of the phylum name Cryptomycota phyl. nov. *IMA Fungus*. Vol. 2, n. 2, p. 173–175, 2011.

KENNEDY, P.G.; CLINE, L.C.; SONG, Z. Probing promise versus performance in longer read fungal metabarcoding. *New Phytologist*, Vol. 217, p. 973–976, 2018.

KIRSCHNER, R. Sex does not sell: the argument for using the terms “anamorph” and “teleomorph” for fungi. *Mycological Progress*. Vol. 18, n. 1–2, p. 305–312, 2018.

LANGE, L.; HUANG, Y.; BUSK, P.K. Microbial decomposition of keratin in nature-a new hypothesis of industrial relevance. *Appl Microbiol Biotechnol*. Vol. 100, n. 5, p. 2083–2096, 2016.

LAW, J.W.F.; SER, H.L.; KHAN, T.M.; CHUAH, L.H.; PUSPARAJAH, P.; CHAN, K.G.; GOH, B.H.; LEE, L.H. The potential of *Streptomyces* as Biocontrol Agents against the Rice Blast Fungus, *Magnaporthe oryzae* (*Pyricularia oryzae*). *Frontiers in Microbiology*. Vol. 8:3. 2017.

- LEGENDRE, P.; LEGENDRE, L. Numerical ecology. 3. ed. [s.l.] Elsevier, 2012.
- LEX, A.; GEHLENBORG, N. Sets and intersections. *Nature Methods*, v. 11, n. 8, p. 779–779. 2014.
- LEX, A. *et al.* UpSet: Visualization of Intersecting Sets Europe PMC Funders Group. *IEEE Trans Vis Comput Graph*, v. 20, n. 12, p. 1983–1992, 2014.
- LIMA, J.M.E.; OLIVEIRA, A.J.; SMIDERLE, O.J.; LOUSADO, A.V.C.; CARVALHO, M.L.M. Physiological performance of açai seeds (*Euterpe oleracea* Mart.) stored with different moisture contents and treated with fungicide. *Journal of Seed Science*, Vol. 40, n. 2, p. 135–145, 2018.
- LODGE, D.J. Factors related to diversity of decomposer fungi in tropical forests. *Biodiversity and Conservation* Vol. 6, p. 681–688, 1997.
- LUO L.Z.; HYDE, K.D.; LIU, J.K.; BHAT, D.J.; BAO, D.F.; LI, W.L.; SU, H.Y. Lignicolous freshwater fungi from China II: Novel *Distoseptispora* (Distoseptisporaceae) species from northwestern Yunnan Province and a suggested unified method for studying lignicolous freshwater fungi. *Mycosphere* Vol. 9, p. 444–461, 2018.
- METZLER, A.B.; CAMPOS, M.M.; PIEDRA, M.F.; MORA-ÚRPI, J. Pejibaye palm fruit contribution to human nutrition. *Principes*, Vol. 36, n. 2, p. 66–69, 1992.
- MIYAUCHI, S. *et al.* Integrative visual omics of the white-rot fungus *Polyporus brumalis* exposes the biotechnological potential of its oxidative enzymes for delignifying raw plant biomass. *Biotechnology for Biofuels*, v. 11, n. 1, 2018.
- MONTEIRO, J.S.; HERNÁNDEZ-GUTIÉRREZ, A.; SOTÃO, H.M.P. Fungos Anamorfos (hyphomycetes) da Floresta Nacional de Caxiuana, Pará, Brasil. Novos registros para o Neotrópico. *Acta Botanica Brasilica*, Vol. 24, n. 3, p. 868–870, 2010.
- MONTEIRO, J.S.; GUSMAO, L.F.P.; CASTAÑEDA-RUIZ, R. *Helicodochium*, a new microfungus from submerged wood in Brazil. *Mycotaxon*, Vol. 127, p. 5–9, 2014.

MONTEIRO, J.S.; CONCEIÇÃO, L.B.; MARQUES, M.F.O.; GUSMÃO, L.F.P.; CASTAÑEDA-RUIZ, R.F. *Dictyoaquaphila appendiculata* gen. & sp. nov. from submerged wood from Brazil. Mycotaxon, Vol. 131, p. 177–183, 2016.

MONTEIRO, J.S.; GUSMÃO, L.F.P.; CASTAÑEDA-RUIZ, R.F. *Pleurothecium bicoloratum* & *Sporidesmiopsis pluriseptata* spp. nov. from Brazil. Mycotaxon, Vol. 131, p. 145–152, 2016a.

MONTEIRO, J.S.; CASTAÑEDA-RUIZ, R.F.; GUSMÃO, L.F.P. *Thozarella coronata* and *T. ypsiloidea* spp. nov. from the Brazilian Amazon forest. Mycotaxon, Vol. 131, n. 3, p. 605–611, 2016b.

MONTEIRO, J.S.; SOTÃO, H.M.P.; CÁCERES, M.; 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, Vol. 13, p. 221–245, 2018.

MONTEIRO, J.S.; GUSMÃO, L.F.P. An emendation of *Fusticeps* and two new species from the Brazilian Amazon Forest. Mycotaxon, Vol. 123, p. 431–437, 2013.

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, n. 1, p. 127–130, 21 ago. 2014.

MONTEIRO, J.S.; GUSMÃO, L.F.P. Two new species of *Ceratosporella* (anamorphic fungi) from Brazilian Amazon forest. Nova Hedwigia Vol. 98, n. 3–4, p. 481–490, 2014.

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, n. 1, p. 39–45, 29 maio 2014.

MONTEIRO, J.S.; GUSMÃO, L.F.P.; CASTAÑEDA-RUIZ, R.F. *Zelotetraploa aquatica* gen. & sp. nov. and *Blastoheterospora catenata* gen. & sp. nov., on submerged wood from Brazil. Mycotaxon, v. 132, n. 3, p. 695–703, 2 out. 2017.

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* Vol. 91, p. e20180545. 2019.

MORA-URPÍ, J.; WEBER, J. C.; CLEMENT, C. R. Peach palm. *Bactris gasipaes* Kunth. Promoting the conservation and use of underutilized and neglected crops. 20. Rome, IT, Institute of Plant Genetics and Crop Plant Research, 1997.

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

OVSYANKINA, A.; GLINUSHKIN, A.; SOKOLOV, M.; KOSOLAPOV, V. Some Aspects of the phytopathogenic, fungi that cause root rot grain crops on Cereals in Russia. The 1^o International Conference on Climate Change. Palestine. p. 138–141. 2017.

PFENNING, L. Soil and rhizosphere microfungi from Brazilian tropical forest ecosystems. *Biodiversity of Tropical Microfungi*. Vol. 1, p. 341–359. 1997.

PURAHONG, W.; WUBET, T.; LENTENDU, G.; SCHLOTTER, M.; PECYNA, M.J.; KAPTURSKA, D.; HOFRIECHTER, M.; KRÜGER, D.; BUSCOT, F. Life in leaf litter: novel insights into community dynamics of bacteria and fungi during litter decomposition. *Molecular Ecology*, Vol. 25, n. 16, p. 4059–4074, 2016.

RAJA, H. A.; MILLER, A.N.; PEARCE, C.J.; OBERLIES, N.H. Fungal identification using molecular tools: A primer for the natural products research community. *Journal of Natural Products*, Vol. 80, p. 756–770, 2017.

RODRIGUES, K.F. The foliar fungal endophytes of the Amazonian palm *Euterpe oleracea*. *Mycologia* Vol. 86, n. 3, p. 376–385, 1994.

RONCAL, J.; FRANCISCO-ORTEGA, J.; ASMUSSEN, C.B.; LEWIS, C.R. Molecular phylogenetics of tribe Geonomeae (Arecaceae) using nuclear DNA sequences of

phosphoribulokinase and RNA Polymerase II. *Systematic Botany*, Vol. 30, n. 2, p. 275–283, 2005.

ROUXEL, T.; BALESSENT, M.H. Life, death and rebirth of avirulence effectors in a fungal pathogen of *Brassica* crops, *Leptosphaeria maculans*. *New Phytologist*, Vol. 214, p. 526–532, 2017.

SAMSON, R.A.; VISAGIE, C.M.; HOUBRAKEN, J.; HONG, S.B.; HUBKA, V.; KLAASSEN, C.H.W.; PERRONE, G.; SEIFERT, K.A.; SUSCA, A.; TANNEY, J.B.; VARGA, J.; KOCSUBÉ, S.; SZIGETI, G.; YAGUCHI, T.; FRISVAD, J.C. Phylogeny, identification and nomenclature of the genus *Aspergillus*. *Studies in Mycology*, Vol. 78, p. 141–173, 2014.

SAMUELS, G.J.; MÜLLER, E. Life-history studies of Brazilian Ascomycetes 1: Two new genera of the Sphaeriaceae having, respectively, *Sporoschisma*-like and *Codinaea* anamorph. *Sydowia Ann. Mycol. Ser. II*, Vol. 31, p. 126–136, 1978a.

SAMUELS, G.J.; MÜLLER, E. Life-history studies of Brazilian Ascomycetes 4: Three species of *Herpotrichia* and their *Pyrenochaeta*-like anamorph. *Sydowia Ann. Mycol. Ser. II*, Vol. 31, p. 169–179, 1978b.

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.

SANTAMARINA, M.P.; ROSELLÓ, J.; GIMÉNEZ, S.; BLÁSQUEZ, M.A. Commercial *Laurus nobilis* L. and *Syzygium aromaticum* L. Merr. and perry essential oils against post-harvest phytopathogenic fungi on rice. *LWT – Food, Science and Technology*, Vol. 65, p. 325–332, 2016.

SANTOS, A.F.; TESMANN, D.J.; VIDA, J.B.; NUNES, W.M.C. As doenças da Pupunheira (*Bactris gasipaes* Kunth): Antracnose e Podridão da Medula. Embrapa Florestas, 2001.

SANTOS, F.N.; TATA, A.; BELAZ, K.R.A.; MAGALHÃES, D.M.A. Major phytopathogens and strains from cocoa (*Theobroma cacao* L.) are differentiated by MADIS-MS lipid and/or peptide/protein profiles. *Analytical and Bioanalytical Chemistry*, Vol. 409, n. 7, p. 1765–1777, 2017.

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*, Vol. 36, n.4, p. 437–446, 2006.

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* Vol. 48, n. 3, p. 230–238, 2018.

SAYER, E.J. Using experimental manipulation to assess the roles of leaf litter in the functioning of forest ecosystems. *Biological Reviews of the Cambridge Philosophical Society*, Vol. 81, p. 1–31, 2006.

SCHELENZ, S.; BARNES, R.A.; BARTON, R.C.; CLEVERLEY, J.R.; LUCAS, S.B.; *et al.* British Society for Medical Mycology best practice recommendations for the diagnosis of serious fungal diseases. *The Lancet*, Vol. 15, n. 4, p. 461–474, 2015.

SCHENK, N.C.; PEREZ, Y. Manual for the identification of vesicular arbuscular mycorrhizal fungi. Gainesville: INVAM, Synergistic Publications, Gainesville, Florida, USA. 3^o ed, 241p. 1990.

SEIFERT, K.A.; GAMS W. *The genera of Hyphomycetes – 2011 Update*. *Persoonia*, Vol. 27, p. 119–129, 2011.

STERNBERG, D.A. Method for Increasing Cellulase Production by *Trichoderma viride*. *Biothecnology and Bioengineering*, Vol. 18, n. 12, p. 1751–1760, 1976.

SUN, Y.; CHENG, J. Hydrolysis of lignocellulosic materials for ethanol production: a review. *Bioresourse Technology* 83, p. 1–11, 2002.

TEDERSOO, L.; SÁNCHEZ-RAMÍREZ, S.; KÖLJALG, U.; BAHRAN, M.; DÖRING, M.; SCHIGEL, D.; MAY, T.; RYBERG, N.; ABARENKOV, K. High level classification of the Fungi and a tool for evolutionary ecological analyses. *Fungal Diversity*, Vol. 90, n. 1, p. 135–159, 2018.

TRINDADE, A.A.; MÁXIMO, F.H.D. Desdobro de estipe de pupunha (*Bactris gasipaes* Kunth) para novos produtos. *Mix Sustentável*, Vol. 3, n. 3, p. 123–132, 2017.

VIGGIANO, A.; SALO, O.; ALI, H.; SZYMANSKI, W.; LANKHORST, P.P.; NYGÅRD, Y.; BOVENBERG, R.A.L.; DRIESSEN, A.J.M. Pathway for the biosynthesis of the pigment chrysogine by *Penicillium chrysogenum*. *Applied and Environmental Microbiology*, Vol. 84, n. 4, e02246-17, 2017.

VIKINESWARY, S.; NOORLIDAH A.; RENUVATHANI, M.; SEKARAN, M.; PANDEY, A.; JONES, E.B.G. Productivity of laccase in solid substrate fermentation of selected agro-residues by *Pycnoporus sanguineus*. *Bioresource Technology* 97, p. 171–177, 2006.

WIJAYAWARDENE N.N.; HYDE, K.D.; TIBPROMMA, S.; WANASINGHE, D.N.; THAMBUGALA, K.M.; TIAN, Q.; WANG, Y.; FU, L. Toward incorporating asexual fungi in a natural classification: checklist and notes 2012–2016. *Mycosphere*, Vol. 8, n. 9, p. 1475–1555, 2017.

ZAR, J.H. *Biostatistical Analysis*. 3 ed. New Jersey: Prentice-Hall, Inc., 662p. 1996.

ZHANG, Y.; GUO, L-D.; LIU R-J. Survey of arbuscular mycorrhizal fungi in deforested and natural forest land in the subtropical region of Dujiangyan, southwest China. *Plant Soil*, Vol. 261, n. 1–2, p. 257–263, 2004.

ZHOU, X.; MONTALVA, C.; ARISMENDI, N.; HONG, F. *Neozygites linanensis* sp. nov., a fungal pathogen infecting bamboo aphids in southeast China. *Mycotaxon* Vol. 132, n. 2, p. 305–315, 2017.

5. CAPÍTULO 1

Fungos associados à *Bactris gasipaes* (Arecaceae) no Brasil: checklist e novos registros de fungos conidiais

Alexandre Pereira da Silva¹, Helen Maria Pontes Sotão² & Josiane Santana Monteiro²

¹Programa de Pós-Graduação em Ciências Biológicas, Botânica Tropical, Museu Paraense Emílio Goeldi e Universidade Federal Rural da Amazônia, Av. Perimetral 1901, Terra Firme, 66077-830, Belém, PA, Brasil.

²Museu Paraense Emílio Goeldi, Coordenação de Botânica, Av. Perimetral 1901, Terra Firme, 66077-830, Belém, PA, Brasil.

Autor pra correspondência: alexsilvabio1@gmail.com (A.P. Silva)

*Artigo formatado segundo as normas do periódico Nova Hedwigia

Resumo

A pupunheira (*Bactris gasipaes* Kunth) é uma das palmeiras mais comuns e com grande importância econômica para a região amazônica. Os fungos constituem um dos grupos de organismos mais diversificados, que apresentam diversas relações ecológicas com plantas. As informações sobre os fungos associados a esta importante palmeira são escassas e necessitam de atualizações. Assim neste trabalho é apresentado uma listagem dos fungos associados com *B. gasipaes* no Brasil. Nesta compilação estão incluídas informações sobre a parte da planta colonizada, localidade, grupo ecológico e referências. No total foram registradas 59 espécies, incluindo representantes de Ascomycota e Basidiomycota ocorrendo como endofíticos, patógenos e sapróbios. Doze espécies representam novos registros de fungos conidiais para o estado do Pará, incluindo cinco para o bioma Amazônia e primeiras ocorrências para o Brasil (*Didymostilbe capsici*), América do Sul (*Ellisembia antillana*) e Continente Americano (*Aculeata aquatica* e *Ellisembia tarennae*).

Palavras-chave: Diversidade, endófitos, patógenos, pupunheira, sapróbios

Abstract

Peach palm (*Bactris gasipaes* Kunth) is one of the most common and economically important palm trees for the Amazon region. Fungi are one of the most diverse groups of organisms that have diverse ecological relationships with plants. Informations on the fungi associated with this important palm tree are scarce and need updating. Thus, this paper presents a checklist of fungi associated with *B. gasipaes* in Brazil. This compilation includes information on the colonized plant part, locality, ecological group and references. In total, 59 species were recorded, including representatives of Ascomycota and Basidiomycota occurring as endophytes, pathogens and saprobes. Twelve species represent new records of conidial fungi for the state of Pará, including five for the Amazon biome and first occurrences for Brazil (*Didymostilbe capsici*), South America (*Ellisembia antillana*) and American Continent (*Aculeata aquatica* and *Ellisembia tarennae*).

Key words: Diversity, endophyte, pathogens, peach palm, saprobes

INTRODUÇÃO

Bactris Jacq. ex Scop. (Arecaceae) é considerado um importante gênero de palmeira para as populações nativas da sua área de ocorrência (América Central, América do Sul e Caribe) (Christenhusz & Bing 2016). Atualmente apresenta 73 espécies válidas, das quais 48 apresentam ocorrência no Brasil com 13 espécies consideradas endêmicas (Henderson 2000, Flora do Brasil 2020). Geralmente são plantas de tamanho pequeno a moderado, com um caule principal (estipe) que pode apresentar crescimento de forma cespitosa (em touceiras) e espinhos localizados nos seus entrenós, enquanto as folhas crescem apenas na sua copa (Mora-Urpí *et al.* 1997, Magellan *et al.* 2015).

A pupunheira (*Bactris gasipaes* Kunth) é encontrada no Neotrópico, incluindo a América Central e o norte da América do Sul (Brasil, Peru, Bolívia, Venezuela, Colômbia, Guianas e Equador). No Brasil ocorre em toda a região amazônica, com plantios introduzidos nos estados do Acre, Bahia, Espírito Santo e São Paulo (Mafacioli *et al.* 2009). Economicamente, tem utilização variada para alimentação (especialmente produção de palmito), construção e artesanato (Didonet & Ferraz 2014, Cavallari & Toledo 2016, Lima *et al.* 2018). Os plantios de *B. gasipaes* tornaram-se uma alternativa viável para diminuir a extração predatória de palmito de outras palmeiras como *Euterpe oleracea* Mart. e *E. edulis* Mart. (Anefalos *et al.* 2007, Mafacioli *et al.* 2009).

Muitos fungos têm sido associados a palmeiras ocorrendo como endofíticos, fungos liquenizados e não-liquenizados, patógenos ou sapróbios (Hyde *et al.* 2007). Algumas espécies de palmeiras apresentam listagem de fungos (especialmente sapróbios) com predomínio de representantes das classes Dothideomycetes e Sordariomycetes (Taylor *et al.* 2000, Pinruan *et al.* 2007). Dentre esses, os fungos conidiais se destacam por apresentar várias espécies que podem causar impacto econômico como fitopatógenos (*Alternaria* Nees, *Bipolaris* Shoemaker, *Curvularia* Boedijn, fungos cercoporóides), assim como podem ser endofíticos com destaque para espécies de *Fusarium* Link (Almeida *et al.* 2005, Mafacioli *et al.* 2009). Como sapróbios atuam ativamente na decomposição de matéria orgânica morta, disponibilizando para o solo compostos inorgânicos como carbono, magnésio, fósforo e nitrogênio (Purahong *et al.* 2016, Sayer 2006).

Poucos estudos abordando fungos associados a *Bactris* foram realizados no Brasil (Monteiro *et al.* 2013, 2019), com dados escassos para *B. gasipaes*. Silva Júnior & Cardoso (2006) relataram associações micorrízicas com indivíduos de *B. gasipaes* em sistemas

agroflorestais e monocultivo. Algumas espécies foram relatadas como endofíticos (Almeida *et al.* 2005, Fornari *et al.* 2018), enquanto outras como *Fusarium proliferatum* (Matsush.) Nirenberg, *Fusarium oxysporum* Schltdl. e *Colletotrichum gloeosporioides* (Penz.) Penz. & Sacc., além do oomiceto *Phytophthora palmivora* (E.J. Butler) E.J. Butler, representam os patógenos mais comuns em *B. gasipaes* (Mora-Urpí *et al.* 1997, Santos *et al.* 2001, Mafacioli *et al.* 2009).

Considerando a falta de informações sobre os fungos associados a *B. gasipaes* 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.

MATERIAL E MÉTODOS

Todas as publicações com informações de fungos com ocorrência em *B. gasipaes* em território brasileiro foram verificadas. Os relatos foram reunidos e a nomenclatura das espécies listadas foi verificada e confirmada segundo a classificação apresentada no site Index Fungorum (<http://www.indexfungorum.org/Names/Names.asp>). A listagem foi organizada em ordem alfabética por nome de espécie, não incluindo táxons registrados apenas em gênero.

Para a região amazônica, foram realizadas coletas em três localidades próximas a cidade de Belém (Estado do Pará, Brasil) com plantações de *B. gasipaes*: a) município do Acará, (S1° 57' 37" e W48° 11' 47"), uma região em sua grande parte composta por mata primária (Sano *et al.* 1990); b) município de Santa Bárbara do Pará (S01° 13' 26" e W48° 17' 22"), região de floresta secundária (Santos & Jardim 2006); e c) município de Santa Izabel do Pará (S01° 17' 58" e W48° 9' 40"), região composta por áreas de plantações de dendê e culturas temporárias.

Quinze indivíduos de *B. gasipaes* foram escolhidos em cada área, com quatro amostras de substratos em decomposição (folíolo, raque, pecíolo e bainha) e duas de substrato vivo (folíolo e raque) por indivíduo. Foram realizadas quatro coletas quadrimestrais entre setembro de 2018 e setembro de 2019. As amostras de substratos vivos foram coletadas e mantidas em câmara-úmida por até cinco dias. Enquanto as amostras com substratos em decomposição 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 observado em estereomicroscópio por até 45 dias para a preparação de lâminas das estruturas reprodutivas 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 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 Neotrópico foram fornecidas descrições, comentários taxonômicos, distribuição geográfica e ilustrações. As fotomicrografias dos fungos foram realizadas em microscópio Leica DM6 B com câmera digital acoplada, com o software LAS V4.12.

RESULTADOS

Nesta checklist foram relatadas 59 espécies de fungos associados a *B. gasipaes* no Brasil (Tabela 1), distribuídas em 51 gêneros, 23 famílias e 14 ordens. As famílias mais representativas foram Nectriaceae (7), seguidas por Chaetosphaeriaceae (6) e Pleosporaceae (5). O gênero mais representativo foi *Ellisembia* com cinco espécies, seguido por *Fusarium* (4). Um total de 13 espécies foi tratado como *Ascomycota incertae sedis*. Dentre estas espécies todas foram encontradas como sapróbias.

O filo Ascomycota foi o mais representativo (98,3% do total de espécies) e foi representado por: Pleosporales (14), Hypocreales (10), Chaetosphaeriales (6), Tubeufiales (3), Xylariales (3), Glomerellales (2), Capnodiales (1), Chaetothyriales (1), Diaporthales (1), Helotiales (1), Microascales (1), Pleurotheciales (1) e Rhystimatales (1). O filo Basidiomycota foi representado pela ordem Corticiales (1) (1,7% do total).

Os ascomicetos associados a *B. gasipaes* ocorreram como endofíticos (5), patógenos (13) e sapróbios (44). Somente *Alternaria gaisen* Nagano, *Fusarium oxysporum* Schltdl. e *F. proliferatum* (Matsush.) Nirenberg se comportaram como endofíticos e patógenos. Já o único

basidiomiceto registrado, *Tretopileus sphaerophorus* (Berk. & M.A. Curtis) S. Hughes & Deighton, ocorreu como sapróbio.

Em relação à presença de fungos em substratos de *B. gasipaes*, a maior parte dos fungos em plantas vivas ocorreu em folhas (5), sementes (4), ápice caulinar (4), mudas (3), frutos, raízes (2), plântulas e raques (1). Enquanto em substratos em decomposição, os fungos ocorreram principalmente em bainhas (24), pecíolos (18), raques (16) e folíolos (14).

Durante este estudo foi registrados um novo registro para o estado do Pará, e sete para Amazônia Brasileira. A espécie *Didymostilbe capsici* (Pat.) Seifert representa um novo registro para o Brasil, enquanto *Ellisembia antillana* (R.F. Castañeda & W.B. Kendr.) McKenzie é um novo registro para América do Sul. *Aculeata aquatica* W. Dong, H. Zhang & K.D. Hyde e *Ellisembia tarennae* (R.F. Castañeda & W.B. Kendr.) McKenzie estão sendo relatadas pela primeira vez no Continente Americano.

Tabela 1: Espécies de fungos associadas a *B. gasipaes*, com os respectivos substratos, grupo ecológico e local. Novos registros: *Estado do Pará, **Bioma Amazônia, •Brasil, •América do Sul, ■Continente Americano.

Espécie	Substrato	Grupo Ecológico	Local	Referência
DOTHIDEOMYCETES				
Capnodiales				
Cladosporiaceae				
<i>Cladosporium tenuissimum</i> Cooke	-	Endofítico	PR	Fornari <i>et al.</i> (2018)
Diaporthales				
Botryosphaeriaceae				
<i>Lasiodiplodia theobromae</i> (Pat.) Griffon & Maubl.	Semente	Patógeno	BA	Mendes & Urben (2020)
Pleosporales				
Dictyosporiaceae				
** <i>Dendryphiella vinosa</i> (Berk. & M.A. Curtis) Reisinger	Folíolo; Pecíolo; Raque	Sapróbio	PA	Este estudo
<i>Dictyocheirospora heptaspora</i> (Garov) D'souza, Boonmee & K.D. Hyde	Bainha	Sapróbio	PA	Este estudo
** <i>Dictyosporium zeylanicum</i> Petch	Pecíolo	Sapróbio	PA	Este estudo
Didymellaceae				
<i>Epicoccum nigrum</i> Link	Ápice caulinar	Endofítico	SP	Almeida <i>et al.</i> (2005)
Hermatomycetaceae				
<i>Hermatomyces sphaericus</i> (Sacc.) S. Hughes	Bainha	Sapróbio	PA	Este estudo
Periconiaceae				
<i>Periconia cookei</i> E.W. Mason & M.B. Ellis	Folíolo	Sapróbio	PA	Este estudo
Pleosporaceae				
<i>Alternaria gaisen</i> Nagano ex Hara	Ápice caulinar	Endofítico; patógeno	SP	Almeida <i>et al.</i> (2005)
<i>Cochliobolus bicolor</i> A.R. Paul & Parbery (= <i>Bipolaris bicolor</i> (Mitra) Shoemaker)	Folha	Patógeno	ES	Morejón <i>et al.</i> (1998)
<i>Curvularia eragrostidis</i> (Henn.) J.A. Mey.	Folha	Patógeno	PA	Benchimol & Albuquerque (1998)
<i>Curvularia lunata</i> (Wakker) Boedijn	Raque	Patógeno	PA	Este estudo
<i>Curvularia senegalensis</i> (Speg.) Subram.	Folha	Patógeno	PR, SP	Santos <i>et al.</i> (2003)
Tetraplosphaeriaceae				
<i>Ernakulamia cochinchensis</i> (Subram.) Subram.	Bainha; Folíolo; Pecíolo; Raque	Sapróbio	PA	Este estudo
<i>Tetraploa aristata</i> Berk. & Broome	Bainha; Pecíolo	Sapróbio	PA	Este estudo
Incertae sedis				
<i>Berkleasmiium inflatum</i> Hol.-Jech.	Bainha	Sapróbio	PA	Este estudo
Tubeufiales				
Tubeufiaceae				
<i>Helicoma dennisii</i> M.B. Ellis	Bainha	Sapróbio	PA	Este estudo
<i>Helicomycetes roseus</i> Link	Bainha	Sapróbio	PA	Este estudo
<i>Helicotruncatum palmigenum</i> (Penz. & Sacc.) Y.Z. Lu & K.D. Hyde	Bainha; Pecíolo; Raque	Sapróbio	PA	Este estudo
EUROTIOMYCETES				
Chaetothyriales				
Herpotrichiellaceae				
■ <i>Aculeata aquatica</i> W. Dong, H. Zhang & K.D. Hyde	Bainha	Sapróbio	PA	Este estudo
LEOTIOMYCETES				
Helotiales				

Espécie	Substrato	Grupo Ecológico	Local	Referência
Dermateaceae				
<i>Phialocephala humicola</i> S.C. Jong & E.E. Davis	Bainha	Sapróbio	PA	Este estudo
Rhytismatales				
Calloriaceae				
<i>Dactylaria belliana</i> B.C. Paulus, Gadek & K.D. Hyde	Peciolo	Sapróbio	PA	Este estudo
SORDARIOMYCETES				
Chaetosphaeriales				
Chaetosphaeriaceae				
<i>Codinaea assamica</i> (Agnihotr.) S. Hughes & W.B. Kendr.	Bainha; Raque	Sapróbio	PA	Este estudo
<i>Cryptophiale udagawae</i> Piroz. & Ichinoe	Bainha	Sapróbio	PA	Este estudo
<i>Ellisembia adscendens</i> (Berk.) Subram.	Bainha; Peciolo	Sapróbio	PA	Este estudo
<i>Exserticlava vasiformis</i> (Matsush.) S. Hughes	Bainha	Sapróbio	PA	Este estudo
<i>Sporoschisma saccardoii</i> E.W. Mason & S. Hughes	Peciolo; Raque	Sapróbio	PA	Este estudo
<i>Thozetella cristata</i> Piroz. & Hodges	Bainha	Sapróbio	PA	Este estudo
Glomerellales				
Glomerellaceae				
<i>Colletotrichum gloeosporioides</i> (Penz.) Penz. & Sacc.	Folha; fruto; semente	Patógeno	AM; MG; PA; PR; SP	Verzignassi <i>et al.</i> (2008); Vida <i>et al.</i> (2006); Mendes & Urben (2020)
Plectosphaerellaceae				
<i>Stachylidium bicolor</i> Link	Peciolo; raque	Sapróbio	PA	Este estudo
Hypocreales				
Bionectriaceae				
† <i>Didymostilbe capsici</i> (Pat.) Seifert	Raque	Sapróbio	PA	Este estudo
** <i>Hyalocylindrophora rosea</i> (Petch) Réblová & W. Gams	Folíolo	Sapróbio	PA	Este estudo
Nectriaceae				
** <i>Chaetopsina polyblastia</i> Samuels	Bainha; raque	Sapróbio	PA	Este estudo
<i>Fusarium anthophilum</i> (A. Braun) Wollenw.	Muda, raiz	Patógeno	SP	Pizzinatto <i>et al.</i> (2001)
<i>Fusarium fujikuroi</i> Nirenberg (= <i>F. moniliforme</i> J. Sheld., <i>F. subglutinans</i> (Wollenw. & Reinking) P.E. Nelson <i>et al.</i>)	Folha, muda	Patógeno	SP	Pizzinatto <i>et al.</i> (2001)
<i>Fusarium oxysporum</i> Schldl.	Ápice caulinar; muda; semente	Endofítico; patógeno	RO, SP	Pizzinatto <i>et al.</i> (2001), Almeida <i>et al.</i> (2005)
<i>Fusarium proliferatum</i> (Matsush.) Nirenberg	Ápice caulinar; plântula	Endofítico; patógeno	SP	Almeida <i>et al.</i> (2005)
<i>Neocosmospora solani</i> (= <i>Fusarium solani</i> (Mart.) Sacc.)	Raiz	Patógeno	SP	Pizzinatto <i>et al.</i> (2001)
<i>Volutellonectria consors</i> (Ellis & Everh.) J. Luo <i>et al.</i> (= <i>Volutella minima</i> Höhn.)	Bainha; folíolo	Sapróbio	PA	Este estudo
Incertae sedis				
** <i>Trichothecium roseum</i> (Pers.) Link	Folíolo	Sapróbio	PA	Este estudo
Microascales				
Ceratocystidaceae				
<i>Ceratocystis paradoxa</i> (De Seynes) C. Moreau	Fruto; semente	Patógeno	AM; PA; PR; SC	Mota & Gasparotto (1998); Mendes &

Espécie	Substrato	Grupo Ecológico	Local	Referência
				Urban (2020); este estudo
Pleurotheciales				
Pleurotheciaceae				
<i>Phaeoisaria clematidis</i> (Fuckel) S. Hughes	Folíolo; pecíolo; raque	Sapróbio	PA	Este estudo
Xylariales				
Beltraniaceae				
<i>Beltrania rhombica</i> Penz.	Bainha; folíolo; raque	Sapróbio	PA	Este estudo
Xylariaceae				
<i>Circinotrichum maculiforme</i> Nees	Pecíolo	Sapróbio	PA	Este estudo
Zygosporiaceae				
<i>Zygosporium oscheoides</i> Mont.	Folíolo	Sapróbio	PA	Este estudo
ASCOMYCOTA, genera incertae sedis				
<i>Acarocybellina arengae</i> (Matsush.) Subram	Pecíolo; raque	Sapróbio	PA	Este estudo
<i>Candelabrum microsporum</i> R.F. Castañeda & W.B. Kendr.	Raque	Sapróbio	PA	Este estudo
<i>Canalisporium caribense</i> (Hol.-Jech. & Mercado) Nawawi & Kuthub.	Pecíolo; raque	Sapróbio	PA	Este estudo
<i>Ceratosporella basibicellularia</i> Matsush.	Bainha	Sapróbio	PA	Este estudo
• <i>Ellisembia antillana</i> (R.F. Castañeda & W.B. Kendr.) McKenzie	Pecíolo	Sapróbio	PA	Este estudo
<i>Ellisembia bambusae</i> (M.B. Ellis) W.P. Wu	Raque	Sapróbio	PA	Este estudo
<i>Ellisembia brachypus</i> (Ellis & Everh.) Subram.	Bainha; raque	Sapróbio	PA	Este estudo
■ <i>Ellisembia tarenae</i> (Ch.K. Shi & X.G. Zhang) T.S. Santa Izabel, A.C. Cruz & Gusmão	Folíolo	Sapróbio	PA	Este estudo
* <i>Hyphodiscosia jaipurensis</i> Lodha & K.R.C. Reddy	Folíolo	Sapróbio	PA	Este estudo
<i>Melanographium citri</i> (Gonz. Frag. & Cif.) M.B. Ellis	Bainha; folíolo; pecíolo	Sapróbio	PA	Este estudo
<i>Monodyctis putredinis</i> (Wallr.) S. Hughes	Bainha; pecíolo; raque	Sapróbio	PA	Este estudo
** <i>Paratetraploa exappendiculata</i> M.K.M. Wong, Goh & K.D. Hyde	Bainha; pecíolo	Sapróbio	PA	Este estudo
<i>Solheimia costispora</i> E.F. Morris	Folíolo	Sapróbio	PA	Este estudo
BASIDIOMYCOTA				
AGARICOMYCETES				
Corticiales				
Corticaceae				
** <i>Tretopileus sphaerophorus</i> (Berk. & M.A. Curtis) S. Hughes & Deighton	Bainha; folíolo; pecíolo	Sapróbio	PA	Este estudo

Tratamento taxonômico

***Aculeata aquatica* W. Dong, H. Zhang & K.D. Hyde, *Mycological Progress* 17(5): 622 (2018).** Figura 1A–C

Conidioma esporodoquial, disperso, solitário, granular, castanho-escuro a preto. Conidióforos reduzidos ou indistintos, castanho-claros. Células conidiogênicas holoblásticas, monoblásticas, integradas, determinadas, terminais, obovoídes a piriformes, lisas, subhialinas a castanho-claras. Conídios acrógenos, solitários, euseptados, muriformes, 2–4 septos verticais, 2–3 septos transversais, levemente constrictos nos septos, septos levemente espessos, densamente aculeados em toda a superfície do conídio, acúleos subulados, obtusos, cônicos, castanhos a castanho-escuros, 13,5–25 × 15–25 µm; célula basal cuneiforme, hialina, 2,5–5 × 3,5–6 µm.

Material examinado: Brasil. Pará: Acará, Vila Vinagre, sobre bainha em decomposição de *Bactris gasipaes*, 16/05/2019, A.P. Silva (MG).

Distribuição conhecida: Brasil (este estudo), Tailândia (Dong *et al.* 2018).

Comentários: *Aculeata* W. Dong *et al.* foi proposta por Dong *et al.* (2018) com *A. aquatica* W. Dong *et al.* como espécie-tipo. Este gênero é caracterizado por produzir um conidioma esporodoquial, com conidióforos reduzidos ou indistintos, células conidiogênicas monoblásticas produzindo conídios acrógenos, muriformes, constrictos no septo, densamente aculeados, castanho-escuros a pretos; está incluído na família Herpotrichiellaceae (Chaetothyriales) e somente *Melanoctona tectonae* Qing Tian *et al.* apresenta morfologia próxima de *A. aquatica*. Contudo, *M. tectonae* possui conídios lisos, pretos com septos obscuros e são produzidos em células conidiogênicas que se estendem simpodialmente (Tian *et al.* 2016). O material brasileiro possui conídios com dimensões similares aos obtidos na descrição do original embora sejam menores (13,5–25 µm × 15–25 µm). Este fungo foi registrado pela primeira vez em material lenhoso submerso na Tailândia (Dong *et al.* 2018), e neste trabalho foi encontrado em material não lenhoso e em ambiente terrestre, sendo este o primeiro relato para o Continente Americano.

***Didymostilbe capsici* (Pat.) Seifert, *Studies in Mycology* 27: 135 (1985).** Figura 1D–E

≡ *Stilbum capsici* Pat., Bulletin de la Société Mycologique de France 9 (3): 163 (1893).

Sinêmios dispersos, às vezes cespitosos, retos ou flexuosos, determinados, cilíndricos, lisos, hialinos, 350–595 µm × 65–95 µm. Conidióforos sinematosos, macronematosos, fortemente

aderidos uns aos outros, simples, septados, cilíndricos, lisos, hialinos. Células conidiogênicas enteroblásticas, monofialídicas, integradas, terminais, cilíndricas, lisas, hialinas, com colaretes inconspícuos. Conídios acrógenos, solitários, asseptados, elipsoidais a oblongo-elipsoidais, lisos, hialinos, citoplasma granuloso, 17,5–25 µm × 5–7,5 µm, paredes 0,5–1 µm de espessura, parede das extremidades 1–2,5 µm de espessura; base truncada ou levemente mamiliforme, ápice levemente espessado, arredondado.

Material examinado: Brasil. Pará: Acará, Vila Vinagre, sobre raque em decomposição de *Bactris gasipaes*, 14/05/2019, A.P. Silva (MG).

Distribuição conhecida:, Costa do Marfim, Equador (Seifert 1985), Indonésia (Seifert 1990), Peru (Matsushima 1993), Cuba (Mena Portales *et al.* 2017), México (Heredia *et al.* 2018), Brasil (este estudo).

Comentários: *Didymostilbe* Henn. foi proposto por Hennings (1902) e apresenta *D. coffeae* Henn. como espécie-tipo. Este gênero é caracterizado pela formação de sinêmios, com células conidiogênicas fialídicas e conídios hialinos, com paredes espessas e protuberâncias apicais e/ou basais truncadas ou mamiliformes (Seifert 1985). Atualmente este gênero possui sete espécies aceitas, incluídas em Bionectriaceae (Hypocreales) (*sensu* Seifert 1985, Mycobank, 2020). Após a revisão de Seifert *et al.* (1985), algumas espécies de *Didymostilbe* foram transferidas para *Antromyces* Fres. (*D. coprophila* J.H. Mirza & M. Qureshi e *D. ellisii* A.S. Saxena & Mukerji), *Calostilbella* (*D. coccinea* (Masse) Sacc.) e *Stilbella* (*D. eichleriana* Bres. & Sacc., =*D. obovoidea* Matsush.). Duas espécies (*D. capillacea* Bres. & Sacc. e *D. kamatii* I.S. Pawar & U.K. Kulk.) permanecem com *status* duvidoso, devido à falta de análise dos tipos. As espécies *D. sundara* (Subram. & Bhat) Seifert e *D. echinofibrosa* (Finley) Rossman são sinônimos de *Peethambara sundara* Subram. & Bhat e *Virgatospora echinofibrosa* Finley, respectivamente (Lombard *et al.* 2016). *Didymostilbe macrospora* (Penz. & Sacc.) Seifert é muito similar a *D. capsici*, porém apresenta conídios maiores, com parede espessa nas extremidades e presença de grandes gútulas no citoplasma. Essas espécies são muito próximas, podendo inclusive representar a mesma espécie (Seifert *et al.* 1985), necessitando de mais material para novas análises morfológicas e moleculares. O material brasileiro apresentou conídios com dimensões similares às observadas por Seifert *et al.* (1985) e Heredia *et al.* (2018). Este é o primeiro registro desta espécie para o Brasil.

***Ellisembia antillana* (R.F. Castañeda & W.B. Kendr.) McKenzie, Mycotaxon 56: 16 (1995).** Figura 1F–H

≡*Sporidesmium antillanum* R.F. Castañeda & W.B. Kendr., University of Waterloo Biology Series 32: 39 (1990).

Conidióforos macronematosos, mononematosos, solitários, eretos, retos ou levemente flexuosos, simples, septados, cilíndricos, lisos, castanho-escuros, 37,5–65 × 3,5–6 µm. Células conidiogênicas holoblásticas, monoblásticas, integradas, terminais, determinadas, cilíndricas, raramente ampuliformes, lisas, castanho-escuras, 10–27,5 × 2,5–6 µm; às vezes com até duas extensões percorrentes. Conídios acrógenos, solitários, eretos ou levemente curvados, obclavados a fusiformes, 5–9-distoseptos, 1–2 septos verdadeiros, lisos, castanho-dourados, 50–60 × 10–13,5 µm; célula basal cônico-truncada, 2,5–3 µm de largura, castanha; célula apical cônica, hialina, coberta por uma mucilagem hialina.

Material examinado: Brasil. Pará: Santa Bárbara do Pará, Assentamento Rio Vermelho, sobre pecíolo em decomposição de *Bactris gasipaes*, 14/05/2019, A.P. Silva (MG).

Distribuição conhecida: Brasil (este estudo), Cuba (Castañeda-Ruiz & Kendrick 1990), México (Becerra-Hernández *et al.* 2007).

Comentários: *Ellisembia* Subram. foi proposto por Subramanian (1992) e tipificado como *E. coronata* (Fuckel) Subram. a partir da transferência de *Sporidesmium coronatum* Fuckel para este gênero. *Ellisembia* foi segregado de *Sporidesmium* Link devido à presença de conidióforos macronematosos, com conídios distoseptados formados em células conidiogênicas monoblásticas, com ou sem extensões percorrentes (Wu & Zhuang 2009, Seifert *et al.* 2011). Atualmente, 66 espécies de *Ellisembia* estão descritas, mas sem classificação filogenética definida (Mycobank 2020). No Brasil já foram registradas 16 espécies deste gênero, sendo *E. adscendens* (Berk.) Subram. a espécie mais comum (CRIA 2020). *Ellisembia globulosa* W.P. Wu é morfologicamente similar a *E. antillana*, porém seus conídios são mais largos (17–18 µm), enquanto a célula apical tem seu ápice arredondado e é coberta por uma bainha mucilaginosa globosa (Wu & Zhuang 2009). As dimensões dos espécimes brasileiros estão de acordo com Castañeda-Ruiz & Kendrick (1990) e Becerra-Hernández *et al.* (2007). Esta espécie constitui um novo registro para América do Sul.

***Ellisembia tarennae* (Ch.K. Shi & X.G. Zhang) T.S. Santa Izabel, A.C. Cruz & Gusmão, Mycosphere 4(2): 161 (2013). Figura 1I–J**

≡*Sporidesmium tarennae* Ch.K. Shi & X.G. Zhang, Mycotaxon 99: 361 (2007).

Conidióforos macronematosos, mononematosos, solitários, eretos, retos ou levemente flexuosos, simples, septados, cilíndricos, lisos, castanhos a castanho-escuros, $13,5\text{--}60 \times 2,5\text{--}5 \mu\text{m}$. Células conidiogênicas holoblásticas, monoblásticas, integradas, terminais, determinadas, cilíndricas, lisas, castanhos a castanho-escuros, $12,5\text{--}45 \mu\text{m} \times 5\text{--}6,25 \mu\text{m}$, extensões percorrentes não observadas. Conídios acrógenos, solitários, eretos ou levemente curvados, fusiformes, rostrados, 5-distoseptos, 1-euseptado, lisos, castanhos a castanho-escuros, $30\text{--}41 \times 6\text{--}8,5 \mu\text{m}$; célula basal cônico-truncada, castanha, $3,5\text{--}6 \mu\text{m}$ de largura; célula apical cônica, mais pálida para o ápice.

Material examinado: Brasil. Pará: Santa Izabel do Pará, Fazenda Santo Expedito, sobre folíolos em decomposição de *Bactris gasipaes*, 14/05/2019, A.P. Silva (MG).

Distribuição conhecida: Brasil (este estudo), China (Shi & Zhang 2007).

Comentários: *Ellisembia tarennae* foi descrita por Shi & Zhang (2007) em ramos em decomposição de *Tarenna acutisepala* F.C. How ex W.C. Chen (Rubiaceae), em floresta subtropical da China. Esta espécie é morfologicamente próxima de *E. brachypus* (Ellis & Everh.) Subram. (Subramanian 1992, Wu & Zhuang 2009), mas se diferencia desta por apresentar conídios menores ($45\text{--}50 \times 12\text{--}16 \mu\text{m}$) e não ter apêndices filiformes. *Ellisembia phoebes* (Ch.K. Shi & X.G. Zhang) Santa Izabel *et al.* também é similar a *E. tarennae*, mas possui conídios maiores ($50\text{--}65 \times 15\text{--}18 \mu\text{m}$) com células apicais mais longas (Shi & Zhang 2007). O material brasileiro apresentou conídios menores e com menos distoseptos, em comparação a primeira coleta desta espécie. Diferenças de localidade e substrato podem ter influenciado nas dimensões dos espécimes registrados em *B. gasipaes*. Variações entre diferentes coleções já foram registradas para outras espécies como *E. brachypus* (Wu & Zhuang 2009). Este é o primeiro relato de *E. tarennae* para o Continente Americano e segundo registro mundial.

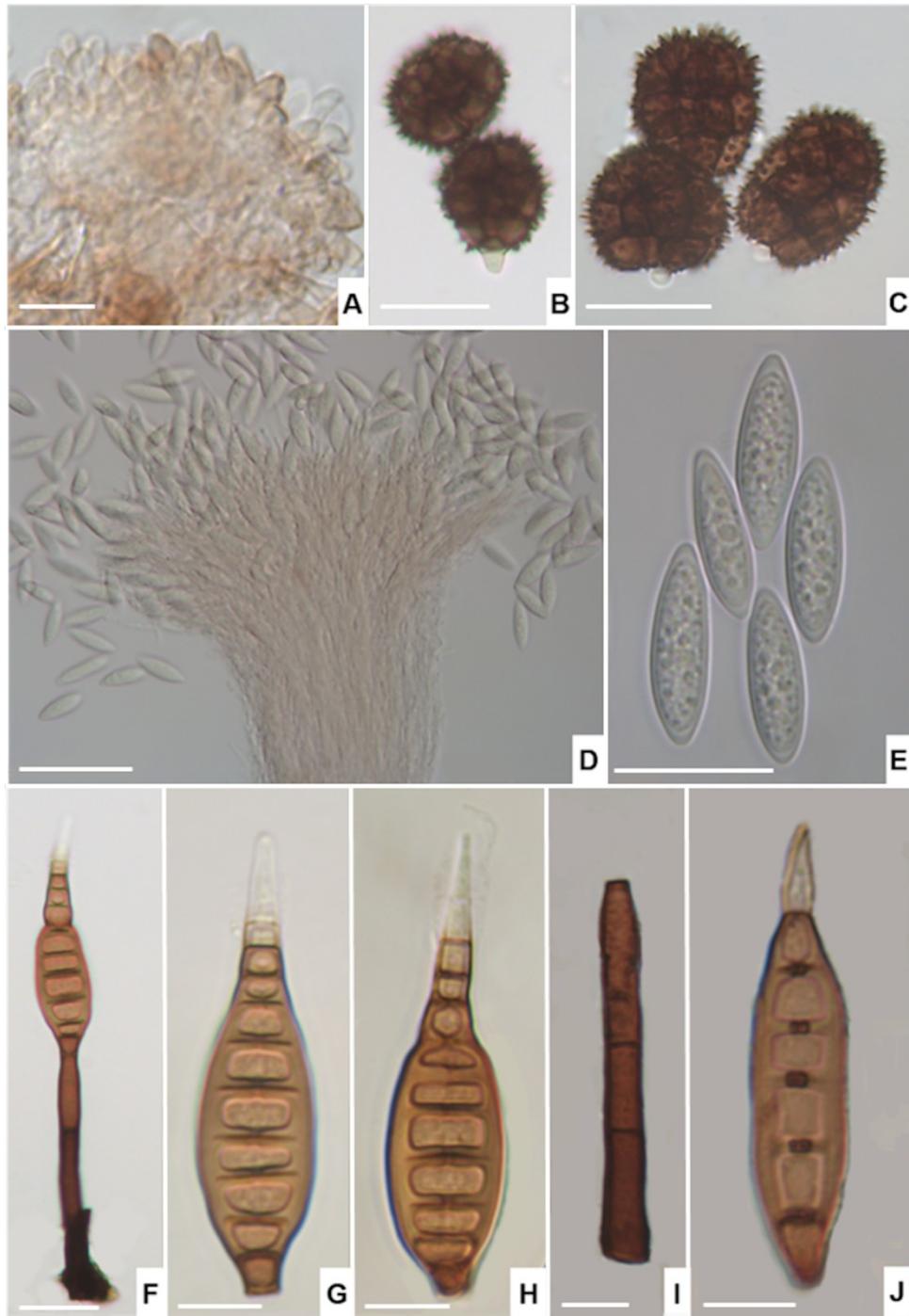


Fig. 1. A–C. *Aculeata aquatica*: A. Esporodóquio, B. Conídios, C. Detalhe da ornamentação dos conídios; D–E. *Didymostilbe capsici*: D. Detalhe do ápice do sinêmio e conídios, E. Conídios; F–H. *Ellisembia antillana*: F. Conidióforo e conídio, G–H. Conídios com mucilagem na célula apical (seta); I–J. *Ellisembia tarennae*: I. Conidióforo, J. Conídio. Barras: 10 μ m (A, G–J), 20 μ m (B–C, E–F), 50 μ m (D).

DISCUSSÃO

Esta representa a primeira lista de fungos associados com *B. gasipaes* no Brasil. As espécies registradas compreendem principalmente representantes do filo Ascomycota incluídas nas classes Dothideomycetes, Eurotiomycetes, Leotiomycetes e Sordariomycetes, com apenas uma espécie pertencendo a Basidiomycota e classe Agaricomycetes (*Tretopileus sphaerophorus*). Basidiomicetos têm sido registrados com pouca frequência como *Schizophyllum commune* (Agaricales) que foi observado em sementes na Costa Rica e não foi encontrado no Brasil (Mafacioli *et al.* 2009).

A maior parte das espécies listadas neste estudo são sapróbias, ocorrendo em partes de folhas em decomposição de *B. gasipaes*. Apesar da diversidade de espécies observada ser considerada significativa, poucos dados sobre este grupo ecológico estão disponíveis para palmeiras do gênero *Bactris*. De um modo geral foram realizados alguns estudos na Floresta Nacional (Flona) de Caxiuanã (Pará) e na Flona do Amapá (Amapá) com registro de 11 e 18 fungos conidiais, respectivamente (Gutiérrez *et al.* 2009, Monteiro *et al.* 2013, 2019). Estes registros incluem fungos apenas em *B. acanthocarpa* Mart., *B. hirta* Mart. (Monteiro *et al.* 2013) e *Bactris* não identificada (Monteiro *et al.* 2019).

Em relação às espécies de fungos relatadas como patógenas, *Ceratocystis paradoxa* (Microascales) e *Colletotrichum gloeosporioides* (Glomerellales) podem causar danos a diferentes partes desta planta, sendo consideradas os principais fitopatógenos em plantios de *B. gasipaes* no Brasil (Mafacioli *et al.* 2009). Estas espécies também ocorrem em diversas plantas de interesse econômico com distribuição mundial (Mbenoun *et al.* 2014, Sharma & Shenoy 2016). Outras espécies relatadas em menor frequência incluem *Alternaria gaisen*, *Cochliobolus bicolor*, *Curvularia eragrostidis*, *C. senegalensis* (Pleosporales), *Fusarium oxysporum*, *F. proliferatum* (Hypocreales) e *Lasiodiplodia theobromae* (Diaporthales).

Poucas espécies de fungos foram registradas como endofíticas em *B. gasipaes* até o momento, incluindo algumas espécies de *Fusarium* (Almeida *et al.* 2005) e *Cladosporium tenuissimum* (Capnodiales) (Fornari *et al.* 2018). Esta escassez de dados reflete a falta de estudos sobre este grupo ecológico específico tanto em *B. gasipaes* como em palmeiras de um modo geral. Somente as palmeiras *Licuala ramsayi* (F. Muell.) Domin (Fröhlich *et al.* 2000) e *Trachycarpus fortunei* (Hook.) H. Wendl. (Taylor *et al.* 1999) apresentam estudos sobre os fungos endofíticos associados, enquanto que para Amazônia apenas *Euterpe oleracea* (Rodrigues 1994) possui dados disponíveis.

Até o presente estudo não foram registradas associações secundárias de fungos com *B. gasipaes*, como presença de fungos micofilicos (que crescem em outros fungos) e fungos liquenizados. Monteiro *et al.* (2013) relataram a ocorrência duas espécies de fungos liquenícolas *Ampullifera hippocrateacearum* (Bat. & Cavalc.) D. Hawksw. e *Dictyophrynella bignoniacearum* Bat. & Cavalc. (Ascomycota *incertae sedis*) em *B. hirta* na Flona de Caxiuanã. Como este grupo de fungos é subamostrado na Amazônia é provável que novas coletas adicionem novos registros em indivíduos de *Bactris* e de outras palmeiras.

Neste estudo as espécies *Aculeata aquatica*, *Didymostilbe capsici*, *Ellisembia antillana* e *E. tarennae* tiveram sua distribuição geográfica ampliada. *Aculeata aquatica* foi descrita recentemente por Dong *et al.* (2018) em material lenhoso submerso, sendo esta a primeira ocorrência em palmeiras. *Didymostilbe capsici* tem sido registrada poucas vezes em regiões tropicais (Heredia *et al.* 2018), ocorrendo em plantas de *Arecaceae* (Matsushima 1993), *Fabaceae*, *Solanaceae* (Seifert 1985) e *Urticaceae* (Mena-Portales *et al.* 2017). *Ellisembia antillana* apresenta distribuição tropical com registros em folhas em decomposição de plantas não identificadas e em *Fagaceae* (Hernández *et al.* 2006), enquanto *E. tarennae* possui relato para *Rubiaceae* em floresta subtropical. A presença destas espécies em plantios de *B. gasipaes* indicam que elas podem estar bem distribuídas, mesmo em ambientes antropizados.

CONCLUSÕES

A lista apresenta um número significativo de espécies associadas a *B. gasipaes*, contribuindo 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

Os autores são gratos ao Museu Paraense Emílio Goeldi (MPEG) pelo apoio disponibilizado para a execução deste trabalho; ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq, processo 132177/2018-8) pela concessão da bolsa de mestrado ao primeiro autor. O presente trabalho foi realizado com apoio da Coordenação de

Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior - Brasil (CAPES) - Código de Financiamento 001.

REFERÊNCIAS

Almeida, C.V.; Yara, R.; Almeida, M. (2005). Fungos endofíticos isolados de ápices caulinares de pupunheira cultivada *in vivo* e *in vitro*. *Pesq. Agropec. Bras.* 40, (5), 467–470.

Anefalos, L.C.; Tucci, M.L.S.; Modolo, V.A. (2007). Uma visão sobre a pupunheira no contexto do mercado de palmito. *Análises e Indicadores do Agronegócio* 2(7):1–6.

Bechimol, RL; Albuquerque FC. (1998). Ocorrência de *Curvularia eragrostides* em mudas de pupunheira no estado do Pará. *Fitopatol. Bras.* 23(1): 80.

Castañeda-Ruiz, R.F.; Heredia, G.; Gusmão, L.F.P.; LI, D.W. (2016). Chapter 9: Fungal Diversity of Central and South America. *Biol. Microf.*: 197 – 217.

Castañeda, R.F.; Kendrick, W.B. (1990). Conidial Fungi from Cuba: I. Univ. Waterloo Biol. Ser. 32:53.

Cavallari, M.M.; Toledo, M.M. (2016). What is the name of the babassu? A note on the confusing use of scientific names for this important palm tree. *Rodriguésia* 67, (2): 533–538.

Christenhusz, M.J.M.; Bing, J.W. (2016). The number of known plants species in the world and its annual increase. *Phytotaxa*, 261: 201–217.

Clements, C.R. (1998). Domestication of the Pejibaye Palm (*Bactris gasipaes*): Past and Present. *Adva. Econo. Bot.* 6: 155–174.

CRIA (Centro de Referência e Informação Ambiental). (2020). Specieslink - simple search. Disponível em <http://www.splink.org.br/index> (Acesso em 02/02/2020).

Didonet, A.A.; Ferraz, I.D.K. (2014). O comércio de frutos de Tucumã (*Astrocaryum aculeatum* G. Mey. - Arecaceae) nas feiras de Manaus (Amazonas, Brasil). *Rev. Bras. Frutic.*, 36, (2): 353–362.

Dong, W.; Hyde, K.D.; Bhat, J.D.; Huang Z. *et al.* (2018). Introducing *Aculeata aquatica* gen. et sp. nov., *Minimelanolocus thailandensis* sp. nov. and *Thysanorea aquatica* sp. nov. (*Herpotrichiellaceae*, *Chaetothyriales*) from freshwater in northern Thailand. *Mycol Progress* 17: 617–629.

Ellis, M.B. (1971). *Dematiaceous Hyphomycetes*. Commonwealth Mycological Institute: Kew, Surrey, UK. Ellis.

Ellis, M.B. (1976). *More Dematiaceous Hyphomycetes*. Commonwealth Mycological Institute: Kew, Surrey, UK.

FLORA DO BRASIL 2020 em construção. Jardim Botânico do Rio de Janeiro. Disponível em: <<http://reflora.jbrj.gov.br/reflora/floradobrasil/FB53>>. Acesso em: 26 jan. 2020.

Fornari, G.; Gomes, R.R.; Degenhardt-Goldbach, J.; Santos S.S.; Almeida, S.R. *et al.* (2018). A Model for Trans-Kingdom Pathogenicity in *Fonsecaea* Agents of Human Chromoblastomycosis. *Frontiers in Microbiology*, v. 9: 1–11.

Fröhlich, J.; Hyde, K.D.; Petrini, O. (2000). Endophytic fungi associated with palms. *Mycological Research*, 104, (10): 1202–1212.

Henderson, A. (2000). *Bactris* (Palmae). *Flora Neotropica*, vol. 79, pp. 1–181.

Hennings, P. (1902). Fungi javanici novi a cl. Prof. Dr. Zimmermann collecti. *Hedwigia*. 41:140-149.

Heredia, G.; Arias-Mota R.; Mena-Portales, J.; Castañeda-Ruiz, R.F. (2018). Saprophytic synnematosous microfungi. New records and known species for Mexico. *Revista Mexicana de Biodiversidad* 89: 604 – 618. 2018.

Hernández, A.G.; Monteiro. J.S.; Sotão, H.M.P. (2009). Hifomicetos (fungos anamorfos) associados a palmeiras na Floresta Nacional de Caxiuanã, PA, Brasil. In: *Caxiuanã: desafios para a conservação de uma floresta nacional na Amazônia* (P. Lisboa, ed.). Museu Paraense Emilio Goeldi, Belém, p. 397–405.

Hernández, C. I. B.; MA, R.; Mota, A. 2006: Contribución al conocimiento de los hongos anamorfos saprobios del Estado de Tabasco. I. Revista Mexicana de Micología, (23), 53–62.

Hyde, K.D.; Bussaban, B.; Paulus, B.; Crous, P.W.; Lee, S.; *et al.* (2007). Diversity of saprobic microfungi. Biodiversity and Conservation 16: 7–35.

Lima, J.M.E.; Oliveira, A.J.; Smiderle, O.J.; Lousado, A.V.C.; Carvalho, M.L.M. Physiological performance of açai seeds (*Euterpe oleracea* Mart.) stored with different moisture contents and treated with fungicide. Journal of Seed Science, 40, (2): 135 – 145.

Lombard, L.; Houbraken, J.; Decock, C.; Samson, R.A.; Meijer, M. *et al.* (2016). Generic hyper-diversity in Stachybotriaceae. Persoonia 36: 156–246.

Mafacioli, R.; Santos, A. F.; Tessmann, D. J.; Vida, J. B.; Nunes, W. M. C. (2009). Etiologia e Manejo das Doenças da Pupunheira no Brasil. Pesquisa Florestal Brasileira, 58: 61–68.

Magellan, T.M.; Tomlinson, P.B. & Huggett, B.A. (2015). Stem anatomy in the spiny american palm *Bactris* (Arecaceae-Bactridinae). Hoehnea, 42(3): 567 – 579.

Matsushima, T. (1975). Icones Microfungorum a Matsushima Lectorum. Publicado pelo autor. Kobe, Japan.

Matsushima, T. (1993). Matsushima Mycological Memoirs nº 7. Matsushima Fungus Collection, Kobe.

Mbenoun, M.; De Beer, Z.W.; Wingfield, M.J.; Wingfield, B.D.; Roux, J. (2014). Reconsidering species boundaries in the *Ceratocystis paradoxa* complex, including a new species from oil palm and cacao in Cameroon. Mycologia 106(4): 757–84.

Mena-Portales, J.; Delgado, R.G.; Hernández, A.G.; González, F.G.; Mercado-Sierra, A. (2017). Hifomicetes de Sierra de Cubitas, Cuba. Acta Botánica Cubana, 216: 17–30.

Mendes, M.A.S.; Urban, A.F. (2020). Fungos relatados em plantas no Brasil, Laboratório de Quarentena Vegetal. Brasília, DF: Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia. Disponível em: <http://pragawall.cenargen.embrapa.br/aiqweb/michtml/fgbanco01.asp>.

Monteiro, J.S.; Hernández, A.G., Sotão, H.M.P, Grandi, R.A.P. (2013). Fungos conidiais decompositores ocorrentes em palmeiras e líquens associados na Floresta Nacional de Caxiuanã. In: Lisboa, P.L.B. (Org.). Caxiuanã: Paraíso ainda preservado. Ed. Museu Paraense Emílio Goeldi, Belém, 341–366.

Monteiro, J.S; Sarmiento, P.S.M.; Sotão, H.M.P. (2019). Saprobic conidial fungi associated with palm leaf litter in eastern Amazon, Brazil. *Anais da Academia Brasileira de Ciências* Vol. 91, p. e20180545.

Mora-Urpí, J.; Weber J.C.; Clement, C.R. (1997). Peach Palm. *Bactris gasipaes* Kunth.

Morejón, K.R.; Kimati, H; Fancelli, M.I. (1998). *Bipolaris bicolor* (Mitra) Shoemaker: Especie asociada a manchas foliares de la palma pupunha (*Bactris gasipaes* Kunth) en Brasil. *Rev Iberoam Micol*; 15: 55–57.

Mota, A.M da; Gasparotto, L. (1998). Fungos associados à síndrome da queda de frutos da pupunheira. *Rev. UA. Série Ciências Agrárias*, 7, 1–2: 69-79.

MYCOBANK DATABASE. (2020). (<http://www.mycobank.org>). Accessed on 02/02/2020.

Neergaard, E.; Lyshede. O.B.; Gahoonia, T.S. Care, D.; Hooker, J.R. (2007). Anatomy and histology of roots and root-soil boundary. 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.

Pinruan, U.; Hyde K.D.; Lumyong S.; Mckenzie E.H.C.; Jones E.B.G. (2007). Occurrence of fungi on tissues of the peat swamp palm *Licuala longicalycata*. *Fungal Diversity* 25, 157–173.

Pizzinatto, M.A.; Bovi, M.L.A.; Spiering, S.H.; Binotti, C.S. (2001). Patogenicidade de cinco espécies de *Fusarium* a plantas de pupunheira (*Bactris gasipaes*). *Summa Phytopathologica* 27 – (2): 263–266.

Purahong, W.; Wubet, T.; Lentendu, G.; Schloter, M.; Pecyna, M.J.; *et al.* (2016). Life in leaf litter: novel insights into community dynamics of bacteria and fungi during litter decomposition. *Molecular Ecology*, 25, (16): 4059–4074.

Rodrigues, K.F. (1994). The foliar fungal endophytes of the Amazonian palm *Euterpe oleracea*. *Mycologia* 86, (3): 376–385.

Roncal, J.; Francisco-Ortega, J.; Asmussen, C.B. & Lewis, C.R. (2005). Molecular phylogenetics of tribe Geomeae (Arecaceae) using nuclear DNA sequences of phosphoribulokinase and RNA Polymerase II. *Syst. Bot.* 30, (2): 275–283.

Sano, E.E.; Wratin, O.S.; Funaki, R.S.; Medeiros, J.S.; Dias, R.W.O. (1990). 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.

Santos, A.F.; Tesmann, D.J.; Vida, J.B.; Nunes, W.M.C. (2001). As doenças da Pupunheira (*Bactris gasipaes* Kunth): Antracnose e Podridão da Medula. Embrapa Florestas.

Santos, A.F.; Bezerra, J.L.; Tessmann, D.J.; Poltronieri, L.S. (2003). *Fitopatol. bras.* 28(2): 204. Ocorrência de *Curvularia senegalensis* em Pupunheira e Palmeira Real no Brasil.

Santos, G.C. & Jardim, M.A.G. (2006). 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.

Sayer, E.J. (2006). Using experimental manipulation to assess the roles of leaf litter in the functioning of forest ecosystems. *Biol. Rev. Cambridge Phil. Soc.*, 81: 1–31.

Schenk, N.C.; Perez, Y. (1990). Manual for the identification of vesicular arbuscular mycorrhizal fungi. Gainesville: INVAM, Synergistic Publications, Gainesville, Florida, USA. 241p.

Seifert, K.A. (1985). A monograph of *Stilbella* and some allied Hyphomycetes. *Studies in Mycology*, 27, 1–166.

Seifert, K.A. (1990). Synnematosus Hyphomycetes. *Memoirs of the New York Botanical Garden*, 59, 109–154. 1990.

Seifert, K.; Morgan-Jones, G.; Gams, W.; Kendrick, B. (2011). *The Genera of Hyphomycetes*. CBS Biodiversity Series no. 9. CBS-KNAW Fungal Biodiversity Centre, Utrecht, 997p.

Sharma, G.; Shenoy, B.D. (2016). *Colletotrichum* systematics: Past, present and prospects. *Mycosphere* 7(8) 1093–1102.

Shi, C.K.; Zhang, X.-G. (2007). Taxonomic studies of *Sporidesmium* from Guangxi, China. *Mycotaxon*. 99: 359–366.

Silva, J.P.D.A.; Cardoso, E.J.B.N. (2006). Micorriza arbuscular em cupuaçu e pupunha cultivados em sistema agroflorestal e em monocultivo na Amazônia Central. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, 41, (5): 819–825.

Subramanian, C.V. (1992). A reassessment of *Sporidesmium* (hyphomycetes) and some related taxa. *Proc. Ind. Nat. Sc. Acad. B* 58: 179–190.

Taylor, J.E.; Hyde, K.D.; Jones, E.B.G. (1999). Endophytic fungi associated with the temperate palm *Trachycarpus fortunei* within and outside its natural geographic range. *New Phytol* 142:335–346.

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

Tian, Q.; Doilom, M.; Luo, Z.L.; Chomnunti, P.; Bhat, J.D.; Xu, J.C.; Hyde, K.D. (2016). Introducing *Melanoctona tectonae* gen. et sp. nov. and *Minimelanolocus yunnanensis* sp. nov. (Herpotrichiellaceae, Chaetothyriales). *Cryptogamie, Mycologie*. 37(4):477–492.

Verzignassi, J.R.; Poltronieri, L.S.; Benchimol, R.L. (2008). Comunicação científica antracnose em frutos de pupunheira no Pará 1. *Revista de Ciências Agrárias*, 1, (49): 173–175.

Vida, J.B.; Tessmann, D.J.; Mafacioli, R.; Verzignassi, J.R.; Santos, A.F. (2006). *Colletrotrichum gloeosporioides* causing anthracnosis on peach palm fruits in Minas Gerais and Paraná States, Brazil. *Sum. Phytopath.* 32, (4): 379–380.

Wu, W.P.; Zhuang, W.Y. (2005). *Sporidesmium*, *Endophragmiella* and related genera from China. *Fungal Diversity Research Series* 15. 351 p.

6. CAPÍTULO 2

Fungos conidiais associados à decomposição de folhas de pupunheiras (*Bactris gasipaes*) em áreas de plantio de pupunheira na Amazônia Oriental, Brasil

Alexandre Pereira da SILVA^{1*}, Helen Maria Pontes SOTÃO², Priscila Sanjuan de Medeiros SARMENTO³ & Josiane Santana MONTEIRO²

¹Programa de Pós-Graduação em Ciências Biológicas, Botânica Tropical, Museu Paraense Emílio Goeldi e Universidade Federal Rural da Amazônia, Av. Perimetral 1901, Terra Firme, 66077-830, Belém, PA, Brasil.

²Museu Paraense Emílio Goeldi, Coordenação de Botânica, Av. Perimetral 1901, Terra Firme, 66077-830, Belém, PA, Brasil.

³Instituto Tecnológico Vale – Desenvolvimento Sustentável, Rua Boaventura da Silva, 955, Nazaré, 66055-090, Belém, PA, Brasil.

*Autor para a correspondência: alexsilvabio1@gmail.com (A.P. Silva)

*Artigo formatado segundo as normas do periódico Acta Amazonica

Resumo

Bactris gasipaes (Arecaceae) é uma palmeira amplamente distribuída na Amazônia brasileira que apresenta poucos registros de fungos sapróbios associados, não havendo informações para áreas de plantio. O objetivo deste trabalho foi analisar a composição, riqueza e frequência das espécies de fungos conidiais sapróbios que participam do processo de decomposição das folhas de *B. gasipaes* em áreas de plantio localizadas na Amazônia Oriental, Brasil. Durante este estudo foram coletadas 180 amostras de folhas de *B. gasipaes* em decomposição, compostas por bainhas, folíolos, pecíolos e raques. As amostras foram coletadas quadrimestralmente entre 2018 (setembro) e 2019 (janeiro, maio, setembro), em plantios localizados em Acará, Santa Isabel do Pará e Santa Bárbara do Pará (Pará). Os substratos foram submetidos à técnica de lavagem em água corrente e à identificação das espécies baseada em estudos morfológicos de características de importância taxonômica. Foram empregadas análises estatísticas uni e multivariadas para avaliar as diferenças na composição e riqueza de espécies entre as áreas de estudo, substratos e períodos de coleta. Um total de 103 espécies de fungos conidiais foram identificadas, pertencentes a 78 gêneros e 31 famílias, que ocorreram principalmente nas bainhas. A maior parte das espécies foi esporádica. Foi observado que a riqueza de espécies variou significativamente entre os substratos e que a composição diferiu entre as áreas, substratos e períodos de coleta. Os dados analisados indicam que há uma alta riqueza de fungos conidiais associados à decomposição de folhas de *B. gasipaes* em áreas de plantio, com maior diversidade de espécies nas bainhas.

Palavras-chave: Ascomicetos, biodiversidade, decompositores, palmeiras, riqueza

Abstract

Bactris gasipaes (Arecaceae) is a palm tree widely distributed in the Brazilian Amazon that has few records of associated saprobic fungi, with no information for planting areas. The objective of this work was to analyze the composition, richness and frequency of saprobic conidial fungi species which participate in the decomposition process of *B. gasipaes* leaves in planting areas located in the Eastern Amazon, Brazil. During this study, 180 samples of decaying *B. gasipaes* leaves composed of sheaths, leaflets, petiols and rachises were collected. The samples were collected every four months between 2018 (September) and 2019 (January, May, September) in plantations located in Acará, Santa Isabel do Pará and Santa Bárbara do Pará (Pará State). The substrates were subjected to the tap water washing technique and the species identification was based on morphological studies of features of

taxonomic importance. Univariate and multivariate statistical analyzes were employed to evaluate differences in species composition and richness between study areas, substrates and collection periods. A total of 103 species of conidial fungi were identified, belonging in 78 genera and 31 families, which occurred mainly on sheaths. Most species were sporadic. Species richness varied significantly among substrates and composition differed between areas, substrates and collection periods. The data analyzed indicate that there is a high richness of conidial fungi associated to leaf decomposition of *B. gasipaes* in planting areas, with greater species diversity on sheaths.

Key words: Ascomycetes, biodiversity, decomposers, palm trees, richness

INTRODUÇÃO

Fungos conidiais (anamorfos de Ascomycota e Basidiomycota) estão entre os principais grupos de fungos que participam do processo de decomposição da serapilheira em ambientes aquáticos e terrestres (Santa Izabel e Gusmão 2018; Fiuza *et al.* 2019). Geralmente são encontrados nos estágios iniciais deste processo devido a sua capacidade para quebrar moléculas de ácidos orgânicos, celuloses, hemiceluloses e oligossacarídeos, enquanto moléculas recalcitrantes como lignina são degradadas por basidiomicetos (Voříšková e Baldrian 2013; Krishna & Mohan 2017).

Vários estudos demonstram que em ambientes florestais existe uma alta diversidade de fungos, com destaque para a predominância de ascomicetos (especialmente as classes Dothideomycetes, Leotiomycetes e Sordariomycetes) (Shneider *et al.* 2012; Allegrucci *et al.* 2015; Viveló e Bhatnagar 2019). Para ambientes amazônicos, os poucos estudos disponíveis também indicam essa tendência (Castro *et al.* 2012; Santos *et al.* 2018; Monteiro *et al.* 2019).

A presença de fungos decompositores em áreas de plantações tem sido investigada em diferentes países, abrangendo plantações de *Casuarina equisetifolia* L. (Casuarinaceae), *Acacia mangium* Willd., *Dalbergia retusa* Hemsl., *Erythrophleum fordii* Oliv. (Fabaceae), *Eucalyptus* spp. (Myrtaceae), *Pinus massoniana* D. Don (Pinaceae), *Quercus serrata* Thunb. ex Murray (Fagaceae), *Saccharum officinarum* L. (Poaceae), *Tectona grandis* L.f. (Lamiaceae) e *Terminalia amazonia* (J.F. Gmel.) Exell (Combretaceae) (Samingan e Sudirman 2009; Panda 2010; Sharma *et al.* 2011; Demessie *et al.* 2011; Miura *et al.* 2015; Luo *et al.* 2017; Kerdraon *et al.* 2019). No Brasil há poucos estudos disponíveis para plantações de interesse comercial (Grandi 1999; Castro *et al.* 2011, 2012). A maioria dos estudos compreende plantas de áreas florestais (Santos *et al.* 2018; Monteiro *et al.* 2018, 2019).

Bactris gasipaes Kunth (Arecaceae) é uma palmeira nativa da Amazônia que possui diversas utilidades (alimentícia, habitacional), que se destaca no fornecimento de palmito devido sua fácil adaptação a solos pobres em nutrientes como os que ocorrem na região amazônica (Metzler *et al.* 1992; Jesus e Abreu 2002; Cole 2004; Graefe *et al.* 2013; Trindade e Máximo 2017). Além disso, esta planta apresenta precocidade na produção, perfilhamento, rendimento e qualidade do palmito em relação a outras palmeiras como *Euterpe oleracea* Mart. (Sampaio *et al.* 2007).

Dados sobre fungos associados a *B. gasipaes* estão restritos a espécies patogênicas, principalmente *Ceratocystis paradoxa* (Dade) C. Moreau e *Colletotrichum gloeosporioides* (Penz.) Penz. & Sacc. (Mafacioli *et al.* 2009). Alguns fungos endofíticos e associações micorrízicas foram relatadas por Almeida *et al.* (2005) e Silva Júnior e Cardoso (2006). Até o momento apenas *B. acanthocarpa* Mart. e *B. hirta* Mart. apresentam informações sobre fungos conidiais decompositores, não havendo registros para *B. gasipaes* (Hernández-Gutiérrez *et al.* 2009, Monteiro *et al.* 2013, 2019).

O presente estudo teve como objetivo investigar os fungos conidiais associados à decomposição de folhas de *B. gasipaes* em áreas de plantio estabelecidos na região amazônica, além de avaliar a composição e riqueza de espécies nas áreas selecionadas, períodos de coleta e substratos analisados.

MATERIAL E MÉTODOS

Para este estudo foram selecionadas três áreas com plantios de *B. gasipaes* na Amazônia oriental nos municípios de: Acará, (S1°57'37" e W48°11'47"); Santa Bárbara do Pará (S01°13'26" e W48°17'22"); e Santa Izabel do Pará (S01°17'58" e W48°9'40").

As coletas foram realizadas nos meses de setembro/2018 e janeiro, maio e setembro de 2019. Em cada área de plantio foram selecionados randomicamente 15 indivíduos de *B. gasipaes*. Para cada indivíduo foi coletada uma amostra de uma folha composta por uma bainha, um folíolo, um pecíolo e uma raque em decomposição, com tamanho padronizado de 10 cm de comprimento, para permitir a comparação entre as diferentes partes da folha analisada. No total foram analisadas 720 amostras em decomposição.

Para o processamento das amostras foi utilizada a técnica de lavagem em água corrente (adaptada de Castañeda-Ruiz *et al.*, 2016), onde as amostras foram lavadas em água corrente por 1 h e acondicionadas em câmara-úmida por até 45 dias (Santos *et al.* 2018). Após 72 h de incubação foi iniciada a observação dos substratos com o auxílio do estereomicroscópio, e quando estruturas reprodutivas estavam presentes foram preparadas lâminas com resina PVLG (álcool polivinílico + ácido láctico + glicerol) (Schenck e Perez 1990) e/ou lâminas semipermanentes com lactoglicerol (água destilada + ácido láctico + glicerina) (Neergaard *et al.* 2000) para realizar a observação em microscópio óptico. As espécies foram identificadas através da observação e medição das estruturas reprodutivas de

importância taxonômica sob o microscópio óptico, que foram comparadas com espécies descritas na literatura especializada. Os substratos com presença de fungos e suas respectivas lâminas foram incorporados à coleção de fungos do Herbário João Murça Pires (MG) do Museu Paraense Emílio Goeldi (MPEG).

A riqueza de espécies de fungos conidiais associada a folhas em decomposição de *B. gasipaes* foi determinada pelo número total de espécies. A frequência de ocorrência dos fungos (F) foi calculada segundo a fórmula: $FO = n \times 100 / N$, onde FO = número de amostras em que uma espécie foi registrada e N = total de amostras. Para esta frequência foram adotadas as seguintes classes de frequência: $F \leq 10\%$ = rara; $10 < F \leq 30\%$ = comum, $30 < F \leq 50\%$ = muito comum e $F > 50\%$ = dominante (Zhang *et al.* 2004).

Neste estudo as coletas foram realizadas em dois grandes períodos sazonais: estação chuvosa (pluviosidade superior a 200 mm) e seca (pluviosidade inferior a 200 mm). Estes períodos foram estabelecidos com base nas médias pluviométricas registradas na cidade de Belém e Acará para o período do estudo através de consulta ao site do Instituto Nacional de Meteorologia (INMET 2019).

Para testar a hipótese de que a riqueza é igual nos dois períodos sazonais amostrados e nas três áreas amostradas, aplicou-se a análise ANOVA de dois fatores. Enquanto a variação na composição de espécies foi avaliada segundo a Permutação MANOVA (PERMANOVA), realizando-se 9.999 permutações, com matriz de similaridade de Jaccard (presença e ausência).

Os conjuntos de espécies presentes nas áreas de estudo e nos substratos foram organizados segundo um diagrama UpSet (Lex *et al.* 2014), utilizando-se o pacote UpSetR (Conway *et al.* 2017), visando resumir conjuntos de interseção quando mais de três elementos estão envolvidos (Lex e Gehlenborg 2014). Todas as análises foram realizadas com o uso do software RStudio Version 1.2.1335.

Para avaliar a composição da comunidade entre as áreas de estudo, tipos de substrato e período de coleta foi utilizada a análise MANOVA (distância euclidiana) (Zar 1996), enquanto o Método de Escalonamento Não-Métrico Multidimensional (NMDS) foi empregado para ordenar estas relações (Legendre e Legendre 2012). As análises multivariadas foram realizadas através do pacote estatístico PRIMER V.6 (Clarke e Warwick 2001) e o aplicativo PERMANOVA+ for PRIMER (Anderson *et al.* 2008).

RESULTADOS

Riqueza de espécies

Foram identificadas 103 espécies de fungos conidiais associadas à decomposição de folhas de *B. gasipaes*, distribuídas em 78 gêneros e 31 famílias pertencentes às ordens Dothideomycetes (28 espécies), Eurotiomycetes (2), Leotiomycetes (4) e Sordariomycetes (47) (Tabela 1). Dezesete espécies foram tratadas como *Ascomycota incertae sedis* por não apresentarem posição filogenética definida até o momento.

Dentre as famílias registradas Nectriaceae e Pleosporaceae apresentaram o maior número de espécies (5), seguida por Chaetosphaeriaceae (4) e Tubeufiaceae (3) (Tabela 1). Os gêneros com maior número de espécies identificadas foram *Ellisembia* Subram. (7), *Helicosporium* Nees (6) e *Monodictys* S. Hughes (4).

Para as áreas de plantio foram registradas 28 espécies no Acará (AC), 40 em Santa Bárbara do Pará (SB) e 17 em Santa Izabel do Pará (SI). Sendo que a maior diferença entre a riqueza esperada e observada foi registrada para SB, durante o período chuvoso e em bainha (Fig. 1, 2). As análises também mostraram que embora a riqueza de espécies aumente na área do Acará entre o período seco e chuvoso, não houve diferença significativa entre as áreas, bem como entre o período seco e chuvoso (Tabela 2). A interação entre os fatores também não foi significativa.

Em relação aos substratos, observa-se que a riqueza de espécies na bainha aumenta durante o período chuvoso, enquanto no folíolo diminui, contudo, a interação destes fatores também não é significativa. As análises mostraram que a riqueza presente nos quatro substratos analisados difere significativamente (Tabela 2), sendo maior nas bainhas em relação aos folíolos, pecíolos e raques.

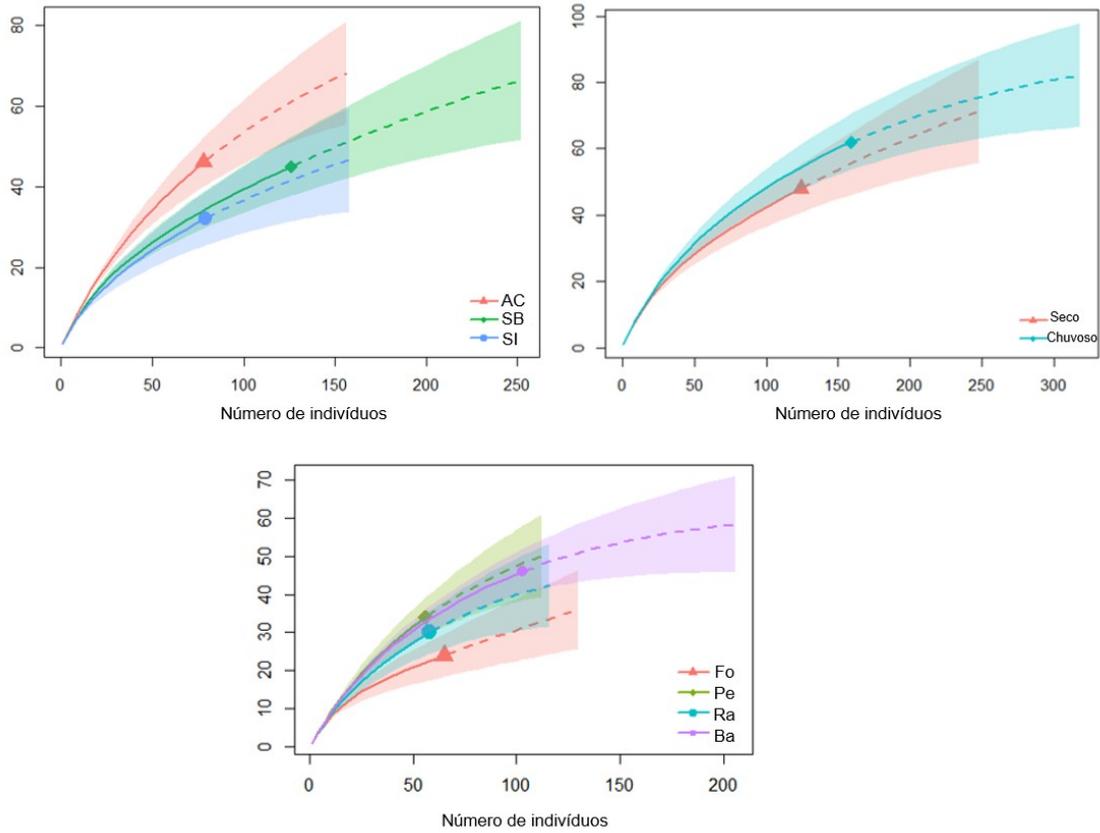


Fig. 1. Diferenças entre riqueza esperada e observada nas áreas de plantios (A), período sazonal (B) e tipo de substrato (C).

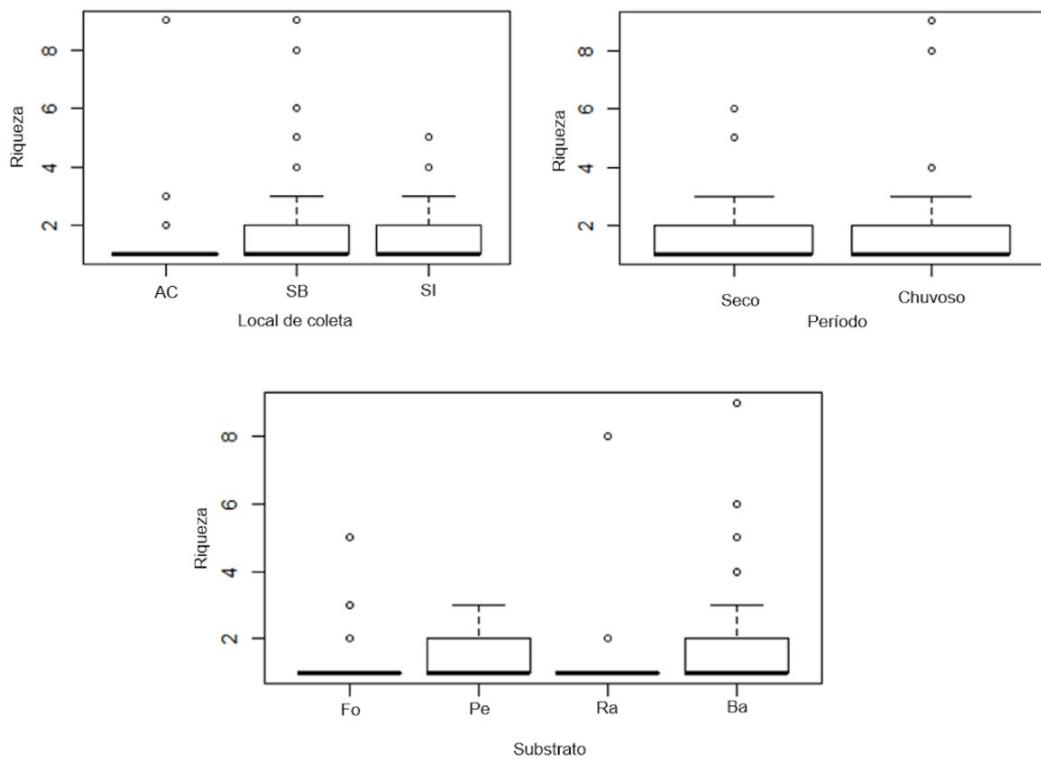


Fig. 2. Diferenças da riqueza entre as áreas de plantio (A), período sazonal (B) e tipos de substrato (C).

Tabela 1. Fungos conidiais registrados em folhas em decomposição de *Bactris gasipaes* em três áreas de plantios da Amazônia Oriental. AC= Acará, SB= Santa Bárbara do Pará, SI= Santa Izabel do Pará; B= bainhas, F= folíolos, P= pecíolos, R= raques.

Classe/Ordem/Espécie	Acará				Santa Bárbara				Santa Isabel				Frequência	Classe de frequência
	F	R	P	B	F	R	P	B	F	R	P	B		
ASCOMYCOTA														
DOTHIDEOMYCETES														
Capnodiales														
Mycosphaerellaceae														
<i>Cercospora</i> sp.	x												0,13	Raro
<i>Veronaea</i> sp.	x				x								0,53	Raro
Pleosporales														
Corynesporascaceae														
<i>Corynespora</i> sp.	x												0,13	Raro
Dictyosporiaceae														
<i>Dictyocheirosora heptaspora</i> (Garov) D'souza, Boonmee & K.D. Hyde								x					0,13	Raro
<i>Dictyosporium zeylanicum</i> Petch			x										0,13	Raro
<i>Neodryphiella</i> sp.	x				x				x				0,66	Raro
Hermatomycetaceae														
<i>Hermatomyces sphaericus</i> (Sacc.) S. Hughes					x								0,13	Raro
Massariaceae														
<i>Helminthosporium</i> sp.		x	x	x	x	x	x	x	x	x			2,8	Raro
Periconiaceae														
<i>Periconia cookei</i> E.W. Mason & M.B. Ellis	x								x				0,4	Raro
Tetraplophaeriaceae														
<i>Ernakulamia cochinchinensis</i> (Subram.) Subram.		x	x	x	x	x	x	x					1,86	Raro
<i>Tetraploa aristata</i> Berk. & Broome							x	x			x		0,53	Raro
Torulaceae														
<i>Dendryphiella vinosa</i> (Berk. & M.A. Curtis) Reisinger	x		x		x	x							1,73	Raro
Incertae sedis														
<i>Berkleasium</i> sp.								x	x			x	0,4	Raro
<i>Berkleasium inflatum</i> Hol.-Jech.					x				x				0,26	Raro
Tubeufiales														
Tubeufiaceae														
<i>Helicoma dennisii</i> M.B. Ellis								x					0,13	Raro
<i>Helicomycetes roseus</i> Link					x				x				0,26	Raro
<i>Helicosporium</i> sp. 1					x			x		x			0,4	Raro

Classe/Ordem/Espécie	Acará	Santa Bárbara	Santa Isabel	Frequência	Classe de frequência
<i>Helicosporium</i> sp. 2	x	x	x	0,53	Raro
<i>Helicosporium</i> sp. 3	x	x		0,4	Raro
<i>Helicosporium</i> sp. 4	x	x x x x	x x	2,0	Raro
<i>Helicosporium</i> sp. 5		x		0,13	Raro
<i>Helicosporium</i> sp. 6			x	0,13	Raro
<i>Helicotrunatum palmigenum</i> (Penz. & Sacc.) Y.Z. Lu & K.D. Hyde	x x	x x	x x	0,8	Raro
EUROTIOMYCETES					
Eurotiales					
Aspergillaceae					
<i>Penicillium</i> sp.	x			0,13	Raro
Chaetothyriales					
Herpotrichiellaceae					
<i>Aculeata aquatica</i> W. Dong, H. Zhang & K.D. Hyde	x		x	0,26	Raro
LEOTIOMYCETES					
Helotiales					
Dermateaceae					
<i>Phialocephala humicola</i> S.C. Jong & E.E. Davis			x	0,13	Raro
Rhystimatales					
Calloriaceae					
<i>Dactylaria belliana</i> B.C. Paulus, Gadek & K.D. Hyde	x			0,13	Raro
ORBILIOMYCETES					
Orbiliales					
Orbiliaceae					
<i>Dactylella</i> sp.			x	0,26	Raro
SORDARIOMYCETES					
Amplistromatales					
Amplistromataceae					
<i>Wallrothiella</i> sp.	x		x	0,26	Raro
Chaetosphaeriales					
Australiasaceae					
<i>Hyalocylindrophora rosea</i> (Petch) Réblová & W. Gams	x	x	x x x	1,06	Raro
Chaetosphaeriaceae					
<i>Codinaea assamica</i> (Agnihotr.) S. Hughes & W.B. Kendr.	x		x	0,66	Raro
<i>Cryptophiale udagawae</i> Piroz. & Ichinoe	x			0,13	Raro

Classe/Ordem/Espécie	Acará	Santa Bárbara	Santa Isabel	Frequência	Classe de frequência
<i>Exserticlavaria vasiformis</i> (Matsush.) S. Hughes		x		0,13	Raro
<i>Sporoschisma saccardoii</i> E.W. Mason & S. Hughes		x	x	0,26	Raro
<i>Thozetella cristata</i> Piroz. & Hodges	x			0,13	Raro
<i>Thozetella</i> sp.		x		0,13	Raro
Glomerellales					
Plectosphaerellaceae					
<i>Verticillium</i> sp.		x	x	0,53	Raro
<i>Stachylidium bicolor</i>	x		x x x x	1,33	Raro
<i>Stachylidium</i> sp.			x	0,13	Raro
Hypocreales					
Bionectriaceae					
<i>Clonostachys</i> sp.			x	0,13	Raro
<i>Didymostilbe capsici</i> (Pat.) Seifert	x			0,13	Raro
Nectriaceae					
<i>Chaetopsina polyblastia</i> Samuels		x x x		1,33	Raro
<i>Cylindrocarpon</i> sp.	x			0,13	Raro
<i>Nectria</i> sp.	x	x x	x x x x	2,53	Raro
<i>Volutella minima</i> Höhn.			x	0,13	Raro
Stachybotryaceae					
<i>Achroiostrachys</i> sp. 1		x		0,13	Raro
<i>Achroiostrachys</i> sp. 2		x		0,13	Raro
<i>Achroiostrachys</i> sp. 3			x	0,13	Raro
<i>Myrothecium</i> sp.	x			0,13	Raro
<i>Stachybotrys</i> sp.	x			0,13	Raro
Pleurotheciales					
Pleurotheciaceae					
<i>Phaeoisaria clematidis</i> (Fuckel) S. Hughes	x x	x x	x x	1,2	Raro
Sordariales					
Beltraniaceae					
<i>Beltrania rhombica</i> Penz.		x x x		1,33	Raro
Xylariales					
Xylariaceae					
<i>Circinotrichum maculiforme</i> Nees		x x		0,26	Raro
Zygosporiaceae					
<i>Zygosporium oscheoides</i> Mont.	x	x		0,26	Raro

Classe/Ordem/Espécie	Acará	Santa Bárbara	Santa Isabel	Frequência	Classe de frequência
ASCOMYCOTA, genera incertae sedis					
<i>Acarocybellina arengae</i> (Matsush.) Subram	x x			0,4	Raro
<i>Arachnophora</i> sp.		x		0,13	Raro
<i>Bactrodesmium</i> sp.	x			0,13	Raro
<i>Canalisporium caribense</i> (Hol.-Jech. & Mercado) Nawawi & Kuthub.			x x	0,26	Raro
<i>Candelabrum microsporum</i> R.F. Castañeda & W.B. Kendr.		x		0,13	Raro
<i>Ceratosporella basibicellularia</i> Matsush.	x		x	0,4	Raro
<i>Chalara</i> sp.			x	0,13	Raro
<i>Ellisembia</i> sp. 1	x			0,13	Raro
<i>Ellisembia</i> sp. 2		x		0,26	Raro
<i>Ellisembia adscendens</i> (Berk.) Subram.	x x			0,26	Raro
<i>Ellisembia antillana</i> (R.F. Castañeda & W.B. Kendr.) McKenzie		x		0,13	Raro
<i>Ellisembia bambusae</i> (M.B. Ellis) W.P. Wu		x		0,13	Raro
<i>Ellisembia brachypus</i> (Ellis & Everh.) Subram.		x	x	0,53	Raro
<i>Ellisembia tarennae</i> (Ch.K. Shi & X.G. Zhang) T.S. Santa Isabel <i>et al.</i>			x	0,13	Raro
<i>Hyphodiscosia jaipurensis</i> Lodha & K.R.C. Reddy	x			0,13	Raro
<i>Melanographium citri</i> (Gonz. Frag. & Cif.) M.B. Ellis	x x	x x x x		1,46	Raro
<i>Monodictys putredinis</i> (Wallr.) S. Hughes	x x x			0,4	Raro
<i>Monodictys</i> sp. 1			x	0,13	Raro
<i>Monodictys</i> sp. 2		x		0,26	Raro
<i>Monodictys</i> sp. 3			x	0,13	Raro
<i>Monodictys</i> sp. 4			x	0,13	Raro
<i>Paratetraploa exappendiculata</i> M.K.M. Wong, Goh & K.D. Hyde	x		x	0,4	Raro
<i>Piricauda</i> sp.			x	0,13	Raro
<i>Solhemia costispora</i> E.F. Morris	x			0,13	Raro
Fungo sinematoso (<i>Graphium</i> -like)	x	x x	x x x	1,2	Raro
Fungo sinematoso (<i>Phaeoisaria</i> -like)	x	x		0,4	Raro
BASIDIOMYCOTA					
AGARICOMYCETES					
Corticiales					
Corticaceae					
<i>Tretopileus sphaerosporus</i> (Berk. & M.A. Curtis) S. Hughes & Deighton	x x x x	x x x		1,06	Raro

Tabela 2. Diversidade alfa de Fisher computada para a comunidade de fungos conidiais.

	Táxons	Indivíduos	α
Área			
Acará	46	78	47.07
Santa Bárbara do Pará	45	126	25.04
Santa Izabel do Pará	32	79	20.02
Sazonalidade			
Seco	48	124	28.73
Chuvoso	62	159	37.37
Substrato			
Bainha	46	104	31.5
Folíolo	34	65	13.75
Pecíolo	24	56	36.68
Raques	30	58	25

Composição de espécies

As áreas apresentaram comunidades bastante heterogêneas, com diferenças significativas entre elas (MANOVA: Pseudo $F=3.24$ $p=0.0001$), exceto entre AC e SB (Figura 1). Doze espécies foram comuns às três áreas amostradas, enquanto AC e SB apresentaram 21 espécies em comum e 20 espécies exclusivas cada, e SI apresentou 11 espécies exclusivas.

Para os quatro substratos analisados apenas oito espécies foram comuns, havendo uma diferença significativa entre as comunidades analisadas (MANOVA: Pseudo $F=2.04$ $p=0.01$). Não houve diferenças significativas entre bainhas e pecíolos, nem entre pecíolos e raques, sendo que estes substratos compartilham 16 e 12 espécies, respectivamente.

Quanto à composição esta diferiu significativamente entre o período seco e chuvoso (MANOVA: Pseudo $F=1.80$ $p=0.005$), onde apenas 29 espécies foram comuns aos dois períodos sazonais analisados.

DISCUSSÃO

Este é o primeiro estudo sobre fungos conidiais associados à decomposição de folhas de *B. gasipaes* no Brasil. Apesar das palmeiras (Arecaceae) representarem importantes componentes de florestas ombrófilas da Amazônia e Floresta Atlântica, poucas espécies apresentam dados sobre a comunidade fúngica associada. Apenas *Euterpe oleracea* Mart. (Castro *et al.* 2011; 2012) e *E. edulis* Mart. (Grandi 1999) possuem dados sobre os fungos conidiais sapróbios presentes em seus substratos em decomposição. Monteiro *et al.* (2019) relataram 107 espécies de fungos conidiais associadas a nove palmeiras ocorrentes na Flona do Amapá (Amapá), sendo que a maioria dos fungos ocorreu em *Astrocaryum murumuru* Mart. Em outras áreas incluídas em regiões tropicais, especialmente na Ásia, vários estudos com diferentes palmeiras foram realizados tanto em ambientes terrestres quanto aquáticos (Hyde *et al.* 2007).

Neste estudo foram registradas 103 fungos conidiais decompondo partes de folhas de *B. gasipaes* em áreas de plantio, que pode ser considerado um ambiente com menos recursos (disponibilidade de outros substratos) e mais estressante em comparação às áreas florestais preservadas. No Brasil, foram registrados 57 fungos conidiais decompositores em *E. oleracea* na Ilha do Combu (Pará), também em áreas de plantio (Castro *et al.* 2011; 2012), enquanto em *E. edulis* foram relatados apenas 26 fungos conidiais na Reserva Biológica de Paranapiacaba (São Paulo) (Grandi, 1999). Em algumas plantações de áreas tropicais e subtropicais, o número de espécies foi similar ao encontrado em *B. gasipaes* (Panda 2010; Sharma *et al.* 2011; Miura *et al.* 2015), mas apresentando comunidades fúngicas bem distintas.

Quando às áreas de plantio (AC, SB e SI) são analisadas separadamente o número de fungos diminui em comparação a áreas florestais preservadas. Dentre as nove palmeiras com registros de fungos conidiais na Flona do Amapá (Monteiro *et al.* 2019), *A. murumuru* (66), *Attalea* sp. (40), *A. gynacanthum* Mart. (34) e *E. oleracea* (23) apresentaram valores próximos aos desse estudo. Alguns fatores como a metodologia empregada para a extração dos fungos, amostragem, heterogeneidade espacial e tipos de substratos coletados podem ter influenciado a quantidade de fungos registrados nesses estudos.

Assim como em outros estudos, Ascomycota foi o filo com maior número de representantes associados à decomposição de substratos de *B. gasipaes*, com destaque para aqueles pertencentes a Chaetosphaeriaceae e Pleosporaceae. A dominância de ascomicetos

durante o processo de decomposição já foi relatada em outras espécies de plantas como *Clusia* L. (Barbosa *et al.* 2009), *Fagus* L. (Voříšková e Baldrian 2013), *Magnolia* L. (Kodsueb *et al.* 2008a, b) e *Saccharum officinarum* (Miura *et al.* 2015). No geral, em estudos de decomposição de serapilheira a presença de basidiomicetos é subamostrada, pois geralmente são encontrados na forma de micélio ou rizomorfos (Lamour *et al.* 2007; Duong *et al.* 2008). As características biológicas desse grupo não favorecem sua extração quando técnicas envolvendo câmara-úmida (técnica de lavagem) ou extração em amostra (partícula de filtração) são empregadas. Alguns estudos incluindo análise molecular de sequências nucleotídicas presentes em determinado substrato apontam para um número significativo destes fungos, especialmente leveduras.

Neste estudo os gêneros *Ellisembia* Subram. (7), *Helicosporium* Nees (6) e *Monodictys* S. Hughes (4) apresentaram o maior número de espécies. Seus representantes têm sido registrados em diferentes substratos, preferencialmente lignícolas, em habitats terrestres e aquáticos (Silva *et al.* 2014). *Helicotruncatum palmigenum* (Penz. & Sacc.) Y.Z. Lu & K.D. Hyde e *Helminthosporium* sp. foram as espécies que ocorreram nas três áreas de plantio analisadas. A primeira em substratos lignificados (bainhas, pecíolos, raques), enquanto a segunda ocorreu tanto em substratos lignificados quanto em folíolos. No geral, a maioria das espécies de *Helminthosporium* Link são sapróbias, contudo algumas espécies são importantes patógenos de plantas de interesse econômico (Voglmayr e Jaklitsch 2017). Até o momento, apenas *H. palmigenum* Matsush. foi encontrada em folha de *Scheelea liebmannii* (Becc.) em decomposição submersa e em *Cocos nucifera* L. (CRIA 2020).

A maioria das espécies em *B. gasipaes* foram esporádicas e ocorreram principalmente em substratos lignificados, especialmente bainha. Muitas dessas espécies podem não ter substratos desta palmeira como preferenciais, apresentando colônias pouco desenvolvidas e baixa taxa de esporulação. Ao contrário de outras espécies, como *Helminthosporium* sp., que esporulou de forma abundante em todos os substratos analisados. Castro *et al.* (2012) e Monteiro *et al.* (2019) relataram a presença de *H. palmigenum* em *E. oleracea*, *A. murumuru*, *Oenocarpus* sp. e *Socratea* sp.

As áreas de plantio analisadas e os períodos de coletas não apresentaram diferenças quanto à riqueza de espécies. Por outro lado, a riqueza diferiu significativamente entre os substratos, com a formação de dois grupos principais (espécies ocorrendo em folíolos × espécies em raques, pecíolos e bainhas). Duong *et al.* (2008) apontaram que a composição de

fungos pode variar entre as diferentes partes da folha, resultando em nichos específicos. Estas preferências também podem estar relacionadas à capacidade enzimática dos fungos para quebrar moléculas de celulose e de lignina, o que influencia no processo de colonização dos substratos (Prakash *et al.* 2015; Seephueak *et al.* 2011).

A composição de espécies apresentou diferenças entre as áreas de plantio, períodos de coleta e substratos analisados. Estes dados apontam para a existência de fatores nas áreas de plantio que influenciam na comunidade fúngica presente em cada uma delas. O manejo do solo, por exemplo, pode ser um fator a ser investigado visto que Kerekes *et al.* (2013) demonstraram que a abundância de espécies de fungos podem ser influenciadas pelos tratamentos aplicados no solo.

Coletas em diferentes períodos sazonais podem influenciar a composição fúngica, devido às diferenças na temperatura, umidade e aeração dos substratos (Kodsueb *et al.* 2008b; Seephueak *et al.* 2010) que afetam a esporulação das espécies (Rambelli *et al.* 2004). Alguns estudos mostram que o período seco é mais favorável para a coleta de fungos (Kodsueb *et al.* 2008a, b; Seephueak *et al.* 2010, 2011; Prakash *et al.* 2015). Contudo, Costa e Gusmão (2015, 2017) relataram que o número de espécies de fungos conidiais em substratos de uma mesma planta (*Vismia guianensis* (Aubl.) Choisy) em diferentes áreas variou durante o período seco (Serra da Jiboia-Bahia) e chuvoso (Brejo Paraibano-Paraíba).

Diferenças na composição fúngica entre substratos folícolas e lignícolas têm sido relatadas em diferentes estudos, tanto em regiões temperadas (Seephueak *et al.* 2010, 2011) como tropicais (Rambelli *et al.* 2004), e relacionadas ao conteúdo nutricional desses substratos (Prakash *et al.* 2015; Geethanjali e Jayashankar 2016; Lin *et al.* 2019). Para palmeiras resultados similares foram apresentados para *Eleiodoxa conferta* (Griff.) Burret (Pinnoi *et al.* 2006), *Livistona chinensis* (Jack.) R. Br. Ex. Mart. (Yanna *et al.* 2001) e *Phoenix hanceana* Naudin (Yanna e Hyde 2002). Na Amazônia brasileira, Castro *et al.* (2012) registraram maior número de fungos conidiais em bainhas de *E. oleracea*, com diferenças entre os outros substratos analisados. Enquanto Monteiro *et al.* (2019) analisando fungos conidiais em nove palmeiras da Flona do Amapá relataram maior número de espécies em folíolos, mas este resultado pode ter sido influenciado pela diferença de amostragem das palmeiras.

CONCLUSÕES

Os dados deste estudo demonstram que existe uma riqueza significativa de espécies de fungos conidiais associadas à decomposição de folhas de *B. gasipaes* em áreas de plantio na Amazônia. A riqueza de espécies de fungos conidiais diferiu significativamente entre os substratos analisados, com maior presença de espécies em bainhas. Já a composição de espécies entre as áreas, substratos e períodos sazonais analisados apresentou diferenças significativas, indicando que tais fatores devem ser analisados cuidadosamente em estudos posteriores para se alcançar o maior número de espécies disponíveis. *Bactris gasipaes* é uma palmeira amplamente distribuída na Amazônia brasileira, por isso os dados apresentados são considerados preliminares, apontando a necessidade de novos estudos para incrementar as informações sobre os fungos associados a palmeiras amazônicas.

AGRADECIMENTOS

Os autores são gratos ao Museu Paraense Emílio Goeldi (MPEG) pela infraestrutura e apoio disponibilizado para a execução deste trabalho; e ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq, processo 132177/2018-8) pela concessão da bolsa de mestrado ao primeiro autor. O presente trabalho foi realizado com apoio da Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior - Brasil (CAPES) - Código de Financiamento 001.

REFERÊNCIAS

- Allegrucci, N. *et al.* 2015. Communities of anamorphic fungi on green leaves and leaf litter of native forests of *Scutia buxifolia* and *Celtis tala*: Composition, diversity, seasonality and substrate specificity. *Revista Iberoamericana de Micología*, 32, n. 2, p. 71–78.
- Almeida, C.V.; Yara, R.; Almeida, M. 2005. Fungos endofíticos isolados de ápices caulinares de pupunheira cultivada *in vivo* e *in vitro*. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*. 40, (5): 467–470.
- Anderson, M.J.; Gorley, R.N.; Clarke, K.R. 2008. *PERMANOVA+ for PRIMER: Guide to Software and Statistical Methods*. PRIMER-E, Plymouth, UK.

Barbosa, F.R.; Maia, L.C.; Gusmão, L.F.P. 2009. Fungos conidiais associados ao folheto de *Clusia melchiorii* Gleason e *C. nemorosa* G. Ney. (Clusiaceae) em fragmento de Mata Atlântica, BA, Brasil. *Acta Botanica Brasilica*. 23, (1): 79–84.

Castañeda-Ruiz, R.F.; Heredia, G.; Gusmão, L.F.P.; Li, D.W. 2016. Chapter 9: Fungal Diversity of Central and South America. *Biology of Microfungi*, 197 – 217.

Castro, C.C.; Hernández-Gutiérrez, A.; Sotão, H.M.P. 2011. Novos registros de fungos anamorfos (hifomicetos) para o Neotrópico e América do Sul. *Revista Brasileira de Botânica*, 34, (4): 515–512.

Castro, C.C.; Hernández-Gutiérrez, A.; Sotão, H.M.P. 2012. Fungos conidiais em *Euterpe oleracea* Mart. (açazeiro) na Ilha do Combú, Pará-Brasil. *Acta Botânica Brasilica*, 26, (4): 761–771.

Clarke, K.R.; Warwick, R.M. 2001. A further biodiversity index applicable to species lists: variation in taxonomy distinctness. *Marine Ecology Progress Series*. 216: 216–265.

Cole, D.M. 2004. Genetic diversity and population structure of peach palm (*Bactris gasipaes* Kunth) in agroforestry systems of the Peruvian Amazon. University of Florida.

Conway, J.R.; Lex A.; Gehlenborg, N. 2017. UpSetR: an R package for the visualization of intersecting sets and their properties. *Bioinformatics*. 33(18): 2938–2940.

Costa, L.A.; Gusmão, L.F.P. 2015. Characterization saprobic fungi on leaf litter of two species of trees in the Atlantic Forest, Brazil. *Brazilian Journal of Microbiology*, 46: 1027–1035.

Costa, L.A.; Gusmão, L.F.P. 2017. Communities of saprobic fungi on leaf litter of *Vismia guianensis* in remnants of the Brazilian Atlantic Forest. *Journal of Forestry Research*, 28: 163–172.

CRIA (Centro de Referência e Informação Ambiental); 2020. Specieslink - simple search (<http://www.splink.org.br/index>). Accessed on 01/02/2020.

Demessie, A.; Lal, R.; Singh, B.R.; Strand, L.T. 2011. Leaf litter fall and litter decomposition under Eucalyptus and coniferous plantations in Gambo District, southern Ethiopia. *Acta Agriculturae Scandinavica, Section B - Soil & Plant Science*, 62(5):1-10.

Duong, L.M.; Mckenzie, E.H.C.; Lumyong, S; Hyde, K.D. 2008. Fungal succession on senescent leaves of *Castanopsis diversifolia* in Doi Suthep-Pui National Park, Thailand. *Fungal Diversity*, 30:23–36.

Fiuza, P.O.; Costa, L.A.; Medeiros, A.O.; Gulis, V.; Gusmão, L.F.P. 2019. Diversity of freshwater hyphomycetes associated with leaf litter of *Calophyllum brasiliense* in streams of the semiarid region of Brazil. *Mycological Progress*, 18:907–920.

Geethanjali, P.; Jayashankar, P.M.A. 2016. Review on Litter Decomposition by Soil Fungal Community. *IOSR Journal of Pharmacy and Biological Sciences*, 11, (4):01–03.

Graefe, S.; Dufour, D.; van Zonneveld, M.; Rodriguez, F.; Gonzalez, A. 2013. Peach palm (*Bactris gasipaes*) in tropical Latin America: implications for biodiversity conservation, natural resource management and human nutrition. *Biodiversity and Conservation* 22:269–300.

Grandi, R.A.P. 1999. Hifomicetos decompositores do folheto de *Euterpe edulis* Mart. *Hoehnea* 26:87–101.

Gutiérrez, A.H.; Monteiro, J.S.; Sotão, H.M.P. 2009. Hifomicetos (fungos anamorfos) associados a palmeiras na Floresta Nacional de Caxiuanã, PA, Brasil. In: Caxiuanã: desafios para a conservação de uma floresta nacional na Amazônia (P. Lisboa, ed.). Museu Paraense Emilio Goeldi, Belém, p. 397–405.

Hyde, K.D.; Bussaban, B.; Paulus, B.; Crous, P.W.; Lee, S.; *et al.* 2007. Diversity of saprobic microfungi. *Biodiversity and Conservation* 16: 7–35.

INMET, Instituto de Meteorologia. 2019. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Estações automáticas. (<http://www.inmet.gov.br>). Acessado em 01 dezembro 2019.

Jesus, M.A.; Abreu, R.L.S. 2002. Durabilidade natural da madeira de pupunha (*Bactris gasipaes* Kunth). *Acta Amazonica* 32, (4): 663–675.

Junior, J.P.S.; Cardoso, E.J.B.N. 2006. Micorriza arbuscular em cupuaçu e pupunha cultivados em sistema agroflorestal e em monocultivo na Amazônia Central. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, Brasília, 41, (5):819-825.

Kerdraon, D.; Drewer, J.; Castro, B; Wallwork, A; Hall, J.S. *et al.* 2019. Litter Traits of Native and Non-Native Tropical Trees Influence Soil Carbon Dynamics in Timber Plantations in Panama. *Forests*. 10, (3):209.

Kerekes, J.; Kaspari, M.; Stevenson, B.; Nilsson, R.H.; Hartmann, M.; *et al.* 2013. Nutrient enrichment increased species richness of leaf litter fungal assemblages in a tropical forest. *Molecular Ecology*. 22(10):2827-2838.

Kodsueb, R; Mckenzie, E.H.C.; Lumyong, S.; Hyde, K.D. 2008a. Diversity of saprobic fungi on Magnoliaceae. *Fungal Diversity*, 30: 37–53.

Kodsueb, R.; Mckenzie, E.H.C.; Lumyong, S.; Hyde, K.D. 2008b. Fungal succession on woody litter of *Magnolia liliifera* (Magnoliaceae). *Fungal Diversity*, 30: 55–72.

Krishna, M.P.; Mohan, M. 2017. Litter decomposition in forest ecosystems: a review. *Energy, Ecology and Environment*. 2(4):236–249.

Lamour, A.; Termorshuizen, A.J.; Volker, D.; Jeger, M.J. 2007. Network formation by rhizomorphs of *Armillaria lutea* in natural soil: their description and ecological significance. *FEMS Microbiology Ecology*, 62: 222–232.

Legendre, P.; Legendre, L. 2012. Chapter 1 – Complex ecological data sets. *Developments in Environmental Modelling* 24:1–57.

Lex, A.; Gehlenborg, N.; Strobelt, H.; Vuillemot, R.; Pfister, H. 2014. UpSet: Visualization of Intersecting Sets. *IEEE Transactions on Visualization and Computer Graphics* 20(12): 1983–92. <https://doi.org/10.1109/TVCG.2014.2346248>.

Lin, D.; Pang, M.; Fanin, N.; Wang, H.; Qian, S.; *et al.* 2019. Fungi participate in driving home-field advantage of litter decomposition in a subtropical forest. *Plant and Soil*, 434: 467–480.

Luo, D.; Cheng, R.; Shi, Z.; Weixia, W. 2017. Decomposition of Leaves and Fine Roots in Three Subtropical Plantations in China Affected by Litter Substrate Quality and Soil Microbial Community. *Forests*, 8:412.

Mafacioli, R.; Santos, A.F. dos; Tessmann, D.J.; Vida, J.B. 2009. Etiologia e manejo das doenças da pupunheira no Brasil. *Pesquisa Florestal Brasileira* 58: 61-68.

Metzler, A.B.; Campos, M.M.; Piedra, M.F.; Mora-Úrpi, J. 1992. Pejibaye palm fruit contribution to human nutrition. *Principes* 36, (2):66–69.

Miura T.; Niswati, A.; Swibawa, I.G.; Haryani, S.; Gunito, H.; *et al.* 2015. Diversity of Fungi on Decomposing Leaf Litter in a Sugarcane Plantation and Their Response to Tillage Practice and Bagasse Mulching: Implications for Management Effects on Litter Decomposition. *Microbial Ecology* 70(3):646-58.

Monteiro, J.S.; Hernández, A.G.; Sotão, H.M.P; Grandi, R.A.P. 2013. Fungos conidiais decompositores ocorrentes em palmeiras e líquens associados na Floresta Nacional de Caxiuanã. In: Lisboa, P.L.B. (Org.). Caxiuanã: Paraíso ainda preservado. Ed. Museu Paraense Emílio Goeldi, Belém, p. 341–366.

Monteiro, J.S.; Sotão, H.M.P.; Cáceres, M.; Lücking, R.; Hernández-Gutiérrez, A. 2018. Checklist dos fungos da Floresta Nacional de Caxiuanã, Pará, Brasil. I. Fungos conidiais e liquenizados. *Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi. Ciências Naturais* 13:221–245.

Monteiro, J.S; Sarmiento, P.S.M.; Sotão, H.M.P. 2019. Saprobic conidial fungi associated with palm leaf litter in eastern Amazon, Brazil. *Anais da Academia Brasileira de Ciências* 91, p. e20180545.

Neergaard, E.; Lyshede. O.B.; Gahoonia, T.S. Care, D.; Hooker, J.R. 2000. Anatomy and histology of roots and root-soil boundary. In: Smit, A.L.; Bengough, A.G.; Engels, C.; van

Noordwijk, M.; Pellerin, S.; van de Geijn, S.C. *Root Methods: A Handbook*. Springer-Verlag, Berlin, p. 33–73.

Santos, M.V.O; Barbosa, F.; Magalhães, D.M.A.; Luz, E.D.M.N; Bezerra, J.L. 2015. Fungos conidiais associados ao folheto de espécies vegetais no Brasil. *Agrotropica (Itabuna)* 27, (2):173–190.

Panda, T. 2010. Role of fungi in litter decomposition associated with *Casuarina equisetifolia* L. plantations in coastal sand dunes, Orissa, India. *International Journal of Biodiversity Science, Ecosystem Services & Management* 6, (1–2):52–60.

Pinnoi, A.; Lumyong, S.; Hyde, K.D.; Jones, E.B.G. (2006). Biodiversity of fungi on the palm *Eleiodoxa conferta* in Sirindhorn peat swamp forest, Narathiwat, Thailand. *Fungal Diversity* 22: 205-218.

Prakash, C.P.; Thirumalaia, E.; Govinda Rajulu, M.B.; Thirunavukkarasu, N.; Suryanarayana, T.S. 2015. Ecology and diversity of leaf litter fungi during early-stage decomposition in a seasonally dry tropical forest. *Fungal Ecology*, 17:103–113.

Rambelli, A.; Mulas, B.; Pasqualetti, M. 2004. Comparative studies of microfungi in tropical ecosystems in Ivory Coast forest litter: behaviour on different substrata. *Mycological Research*, 108: 325–336. 2004.

Samingan; Sudirman, L.I. Fungal Succession and Decomposition of *Acacia mangium* Leaf Litters in Health and Ganoderma Attacked Standings. *HAYATI Journal of Biosciences*, 16, (3):109–114.

Sampaio, L.C.; Neto, S.N.O; Leles, P.S.S.; Silva, J.A.; Villa, E.B. 2007. Análise técnica e econômica da produção de palmito de pupunha (*Bactris gasipaes* Kunth.) e de palmeira-real (*Archontophoenix alexandrae* Wendl. & Drude). *Floresta e Ambiente* 14, (1):14 – 24.

Santa Izabel, T.S.; Gusmão, L.F.P. 2018. Richness and diversity of conidial fungi associated with plant debris in three enclaves of Atlantic Forest in the Caatinga biome of Brazil. *Plant Ecology and Evolution*, 151:35–47.

Santos, R.F.; Sotão, H.M.P.; Monteiro, J.S.; Gusmão, L.F.P.; Hernández-Gutiérrez, A. 2018. Conidial fungi associated with leaf litter of red cedar (*Cedrela odorata*) in Belém, Pará (Eastern Brazilian Amazon). *Acta Amazonica* 48, (3):230–238.

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

Schneider, T.; Keiblinger, K.M.; Schmid, E.; Sterflinger-Gleixner, K.; Ellersdorfer, G.; Roschitzki, B.; *et al.* 2012. Who is who in litter decomposition? Metaproteomics reveals major microbial players and their biogeochemical functions. *The ISME Journal* 6, (9):1749–1762.

Seephueak, P.; Petcharat, P.; Phongpaichit, S. Fungi associated with degrading leaf litter of para rubber (*Hevea brasiliensis*). *Mycology*, 1: 213–227. 2010.

Seephueak, P.; Phongpaichit, S.; Hyde, K.D.; Petcharat, V. Diversity of saprobic fungi on decaying branch litter of the rubber tree (*Hevea brasiliensis*). *Mycosphere*, 2: 307–330. 2011.

Sharma, G.; Pandey, R.R.; Singh, M.S. 2011. Microfungi associated with surface soil and decaying leaf litter of *Quercus serrata* in a subtropical natural oak forest and managed plantation in Northeastern India. *African Journal of Microbiology Research* 5(7):777-787.

Junior, J.P. da S.; Cardoso, E.J.B.N. 2006. Micorriza arbuscular em cupuaçu e pupunha cultivados em sistema agroflorestal e em monocultivo na Amazônia Central. *Pesquisa Agropecuária Brasileira* 41, (5):819–825.

Silva, S.S.; Santa Izabel, T.S.; Gusmão, L.F.P. 2014. Fungos conidiais associados a substratos vegetais submersos em algumas áreas do bioma Caatinga. *Rodriguésia*, 65: 527–538.

Trindade, A.A.; Máximo, F.H.D. 2017. Desdobro de estipe de pupunha (*Bactris gasipaes* Kunth) para novos produtos. *Mix Sustentável* 3, (3):123–132.

Vivelo, S.; Bhatnagar, J.M. 2019. An evolutionary signal to fungal succession during plant litter decay. *FEMS Microbiology Ecology*, 95(10).

Voglmayr, H.; Jaklitsch, W.M. 2017. *Corynespora*, *Exosporium* and *Helminthosporium* revisited – new species and generic reclassification. *Studies in Mycology*. 87:43-76.

Voříšková, J.; Baldrian, P. 2013. Fungal community on decomposing leaf litter undergoes rapid successional changes. *The ISME Journal* 7, 477–486.

Ho, W.W.H.; Hyde, K.D; Goh, T.K. Yanna. 2001. Occurrence of fungi on tissues of *Livistona chinensis*. *Fungal Diversity* 6:167–179.

Yanna; Ho, W.H.; Hyde, K.D. 2002. Fungal succession on fronds of *Phoenix hanceana* in Hong Kong. *Fungal Divers* 10:185–211.

Zar, J.H. 1996. *Biostatistical Analysis*. 3 ed. New Jersey: Prentice-Hall, Inc., 662p.

Zhang, Y.; Guo, L-D.; Liu, R-J. 2004. Survey of arbuscular mycorrhizal fungi in deforested and natural forest land in the subtropical region of Dujiangyan, southwest China. *Plant and Soil*, 261: 257–263.

7. CONSIDERAÇÕES FINAIS

Os fungos conidiais registrados neste estudo foram representados principalmente por espécies pertencentes à classe Sordariomycetes e famílias Nectriaceae e Pleosporaceae, indicando que seus representantes são comuns nas áreas de plantios de *B. gasipaes* analisadas.

As áreas de plantio de *B. gasipaes* selecionadas apresentaram uma elevada riqueza de espécies, incluindo novos registros para o Pará, bioma Amazônia, Brasil, América do Sul e Continente Americano. Estes dados ampliam o conhecimento sobre a distribuição destas espécies. O emprego de metodologias complementares para o estudo de fungos conidiais é altamente recomendado para coletar o maior número de espécies nestes ambientes.

As análises de riqueza de espécies nas áreas e períodos sazonais mostraram que não há diferenças significativas, ao contrário dos substratos que apresentaram riqueza significativa, especialmente as bainhas. Quanto à composição houve diferenças entre as áreas, substratos e períodos sazonais analisados, o que implica na cuidadosa consideração destes fatores em futuros estudos de diversidade.

Este estudo indica que áreas de plantio podem apresentar uma elevada riqueza de fungos e contribui para incrementar as informações sobre este grupo em ambientes antropizados da Amazônia. Os dados obtidos ressaltam a necessidade de novos estudos em ambientes pouco explorados e com hospedeiros e/ou substratos específicos, de maneira sistematizada para permitir futuras estimativas de diversidade desses organismos em ambientes amazônicos.

ANEXO 1

Normas para submissão no periódico Nova Hedwigia

Nova Hedwigia
Zeitschrift für Kryptogamkunde

ISSN 0029-5035
e-ISSN 2363-7188

February 14, 2019

Authors instructions

"Nova Hedwigia" is an international journal publishing original articles in taxonomy, morphology, ultrastructure and ecology of all groups of cryptogamic plants, including cyanophytes/cyanobacteria and fungi. The submission of a manuscript will be taken to imply that the material is original, and that no similar paper has been published or submitted for publication elsewhere. Manuscripts may be submitted in the form of original research reports (not research notes). Authors wishing to contribute review articles or preparing large papers should contact the editors before submitting the manuscript.

All manuscripts will be reviewed before publication. The editor will inform authors of the acceptance or rejection of manuscripts or the need for revision or reduction.

With acceptance and publication of manuscripts the exclusive copyright for every language and country is transferred to the publishers. The copyright covers the exclusive right to reproduce and distribute the article including reprints, microfilm or any other reproductions and translations.

Editorial addresses for submission of manuscripts

Ascomycota, incl. Fungi Imperfecti:

Chief Editor: Roland Kirschner, School of Forestry and Resource Conservation, National Taiwan University, No. 1, Sec. 4, Roosevelt Road, Taipei, 10617, Taiwan. kirschner@ntu.edu.tw

Diatoms:

Bart van de Vijver, (Coordinator for manuscripts on algae), National Botanic Garden of Belgium, Department of Cryptogamy, Domein van Bouchout, 1860 Meise, Belgium, Tel. (+32) 2 260 09 41, Fax (+32) 2 260 09 45, bart.vandevijver@plantentuinmeise.be

"Lower" Fungi (except Myxomycota):

Janusz Błaszczkowski, Department of Ecology, Protection and Shaping of Environment, West Pomeranian University of Technology, Szczecin, Slowackiego 17, 71434 Szczecin, Poland, Tel. (+91) 4496376, Fax (+91) 4496262, janusz.blaszczkowski@zut.edu.pl

Pteridophytes:

Wilfried Bennert, Wilfried Bennert, Plessenweg 28, 58256 Ennepetal, Tel. 02333 83 34 93, wilfried.bennert@rub.de

Myxomycota:

Martin Schnittler, Institut für Botanik und Landschaftsökologie, Soldmannstraße 15, 17489 Greifswald, Tel. +49 (0)3834 86-4123, martin.schnittler@uni-greifswald.de

Bryophytes:

Juan A. Jiménez Fernández, Departamento de Biología Vegetal (Botánica), Facultad de Biología, University of Murcia, Campus de Espinardo, 30 100 Murcia, Spain, Tel. (+34) 868888029, Fax (+34) 868883917, jajimene@um.es

J. Engel, Department of Botany, The Field Museum, 1400 South Lake Shore Drive, Chicago, IL 60605-2496, USA, Tel. (+1) 312-665-7868, Fax (+1) 312-665-7158, jengel@fieldmuseum.org

Fungi (Basidiomycetes):

Ewald Langer, FB10, FG Ökologie, Universität Kassel, Heinrich-Plett-Str. 40, 34132 Kassel, Germany, Tel. (+49) 561 804-4364, Fax (+49) 561 804-934215, ewald.langer@uni-kassel.de

Basidiomycota (other groups than non-gilled Agaricomycotina/Hymenomycetes)

Gerhard Kost, Philipps Universität Marburg, B 17, Spezielle Botanik & Mykologie, Karl von Frisch Str. 8, 35032 Marburg, Germany, kost@biologie.uni-marburg.de

All other algal groups not specified above, e.g. Chlorophytes, Chrysophytes, Dinoflagellates, Euglenoids:

Jirí Neustupa, Department of Botany, Faculty of Sciences, Charles University of Prague, Benátská 2, CZ-128 01 Praha 2, Czech Republic, Tel. (+420) 221 951 648, Fax (+420) 221 951 645, neustupa@natur.cuni.cz

Cyanobacterioida:

Jan Hanys Kastovský, Department of Botany, Faculty of Science, University of South Bohemia, Branisovská 31, České Budejovice 37005, Czech Republic, hanys@prf.jcu.cz

Cyanophytes/Cyanobacteria:

Glenn McGregor, Water Planning Ecology, Department of Science and Environment, GPO Box 5078, Brisbane, Qld 4001, Australia, Tel. (+61) 7 3170 5545, Fax (+61) 7 3170 5800, E-mail: glenn.mcgregor@qld.gov.au

Lichens:

Robert Lücking, Botanischer Garten und Botanisches Museum, Freie Universität Berlin, Königin-Luise-Str. 6-8, 14195 Berlin, Tel. (+49) 30 838 56 350, Fax (+49) 30 841, Germany, r.luecking@bgbm.org

Correspondence concerning reprints, the date of publication, proofs and/or merely technical information should be addressed to the publisher J. Cramer in Gebr. Borntraeger Verlagsbuchhandlung, Johannesstr. 3 A, 70176 Stuttgart, Germany, E-mail: mail@schweizerbart.de

Manuscripts

Publication language of "Nova Hedwigia" is English. Linguistic usage must be correct. The files of the text and figures must be sent to the appropriate editor (sent as attached documents by email or on any common data storage). Word processor-generated manuscripts are welcome and must be of good quality and neither right-justified nor hyphenated. The laser writer fonts Times New Roman or Helvetica (12 point) are preferred. For questions regarding style, you may consult for example "Scientific Style and Format" (The CSE Manual for Authors, Editors and Publishers, 7th edition, 2006, ISBN 0-9779665-0-X, <http://www.councilscienceeditors.org/publications/style.cfm>). All pages should be numbered serially. Please also look into the papers published recently in "Nova Hedwigia".

The first page should only contain the title, the name(s) and address(es) of the author(s) and any necessary footnotes. The author to be contacted for correspondence/reprints is to be marked with an asterisk. The title should be informative and brief. If a name of an organism is used in the title, an indication of the taxonomic position must be given.

The second page should only have the abstract and key words. The abstracts should not exceed one half manuscript page (1500 characters).

The text should normally be subdivided into six sections: Introduction, Materials and Methods, Results, Discussion, Acknowledgements and References. *Italics* should be used only for scientific names of species and genera. Abbreviations must be generally understandable and should be followed by a stop (does not apply to standardized measurements). Footnotes are accepted only exceptionally. Capitals should only be used where they are to appear as such. Symbols, units, and nomenclature should conform to international usage. Scientific names must be used in accordance with International Rules of Nomenclature. The first time a binomen is used in the text (not in the title and abstract) the name of its author should be included, unless a large number of names with authorities are grouped in a table. Authors should be written consistently in full or abbreviated in accordance with the International Plant Names Index (IPNI - <http://www.ipni.org>). Legends and tables should follow the text on separate pages.

Title of the paper

Contact the handling editor concerning the quoting of more than five authors in the title of the paper. Please always supply an explanation why more than five authors shall be listed.

Tables should be numbered consecutively in Arabic numerals and have a brief title. They must be neatly typed so that they can be reproduced directly.

Figures must be numbered consecutively in Arabic numbers. Type area is 12.5 x 18.8 cm.

Data for figures and graphs: tif- or eps-files (in exceptional cases jpg-files may be used), minimum 600 dpi. Please ensure to embed all fonts when submitting eps-files.

Acknowledgements should be simply phrased and given under a single heading at the end of the article.

Literature references

Names of journals should be abbreviated in accordance with „Botanico-Periodicum-Huntianum“, BPH-2, 2004 (<http://huntbot.andrew.cmu.edu/HIBD/Publications/HI-Pubs/Pub-BPH-2.shtml>). In the text references are given: Bates (1982), Roy & Pal (1982), Miller et al. (2018) or, at the end of a sentence: (Bates 1982, Roy & Pal 1982, Widmann 2010a, Widmann 2010b).

References or citations will be abbreviated and cut after the 5th author name with et al.; only in exceptional cases and after acceptance by the handling editor of a manuscript, more than 5 authors will explicitly be listed in the references' or citations' list.

Literature references should be cited in the reference list as follows:

New!

Journal article:

Fransén, S. (2004): A taxonomic revision of extra-Neotropical *Bartramia* section *Vaginella* C. Müll. – *Lindbergia* 29: 73–107.

Heinken, T., Rohner, M.-S. & Hoppert, M. (2007): Red wood ants (*Formica rufa* group) disperse bryophyte and lichen fragments on a local scale. – *Nova Hedwigia Beih.* 131: 147–163.

Novaczek, I., Madhyastha, M.S., Ablett, R.F., Donald, A., Johnson, G. et al. (1992): Depuration of domoic acid from live blue mussels (*Mytilus edulis*). – *Can. J. Fish. Aquat. Sci.* 49: 312–318.

Book:

Smith, A.J.E. (2004): *The Moss Flora of Britain and Ireland*. 2nd ed. – Cambridge Univ. Press, Cambridge.

Book chapter:

Frey, W. & Stech, M. (2009): Marchantiophyta, Bryophyta, Anthocerotophyta. – In: Frey, W. (ed.): *Syllabus of Plant Families*; pp. 1–257. Borntraeger, Stuttgart.

Swoboda-Colberg, N.G. (1995): Chemical contamination of the environment: sources, types, and fate of synthetic organic chemicals. – In: Young, L.Y. & Cerniglia, C.E. (eds.): *Microbial transformations and degradation of toxic organic chemicals*; p. 27–74. Wiley-Liss, New York.

Reference online

Maddison, W.P. & Maddison, D.R. (2001): Mesquite. A modular system for evolutionary analysis. – Available from: <http://mesquite.biosci.arizona.edu/mesquite/mesquite.html>

Page proofs

Page proofs must be checked and returned within 10 days of receipt. Changes in proofs, other than typographical errors, will be at the author's cost.

Colour charges

For **printing the figures in color**, there will be a printing charge of 400 € + 19% VAT for the first color figure, and 50 € +19% VAT for each further color figure.

Another solution might be to publish the paper in **print in black and white but the online version in color**.

Going this way, there only will be a charge of 20 € per figure +19% VAT.

PrePub (pre-print-publication):

Manuscripts that are ready to be printed (i.e. accepted by the editors, composed, the proofs checked by the authors and author's corrections included) will be made available online prior to printed publication. Title and abstracts as well as author's names will be accessible by all visitors of the "Nova Hedwigia" online version. Full text will be available for online journal subscribers. Papers have a DOI (Digital Object Identifier) assigned and may be cited. This service gives the opportunity to have articles available well in advance of their actual printed publication date. We offer this service to all authors of "Nova Hedwigia" free of charge.

Reprints:

Corresponding authors of an article will receive a pdf-file for personal use only. Personal use implies: No publication on private or other websites (self storage, repositories); No distribution in newsgroups or mailing lists etc.

Printed author's reprints are only available on demand and against costs when ordered prior to the printing process. Please contact the publishers together with the final corrections.

Publishers address:

Gebrüder Borntraeger Verlagsbuchhandlung, Johannesstr. 3A, 70176 Stuttgart, Germany,
E-mail: mail@schweizerbart.de

ANEXO 2

Normas para submissão no periódico Acta Amazonica

21/01/2020

Acta Amaz. - Instructions to authors



ISSN 0044-5967 printed version

INSTRUCTIONS TO AUTHORS

It is expected that manuscripts submitted to Acta Amazonica are prepared according to the Instructions to Authors (guidelines). Thus, please make sure your manuscript follows these guidelines before uploading your submission. Manuscripts that do not adhere to the Journal's instructions are returned to authors.

1. Maximum size of an individual file should be 2 MB.
2. A letter submitting the manuscript (cover letter) should state that:
 - a) The research data are original and accurate; b) all the authors participated substantially and are prepared to assume public responsibility for its content; c) the contribution presented to this journal has not previously been published, nor has it been submitted for publication elsewhere, entirely or in part. Upload the cover letter upon submission.
3. **The manuscripts must be written in English.** The veracity of the information contained in the manuscript is exclusive responsibility of authors.
4. Maximum length for articles and reviews is 30 pages (or 7500 words, disregarding the title page), ten pages (2500 words) for short communications, and five pages for other contributions.
5. Manuscripts properly formatted according to the "Instructions to authors" are sent to Associate Editors for pre-evaluation. In this first judgment it is taken into consideration the scientific relevance and intelligibility of the manuscript, and its scope within the Amazonian context. In this phase, contributions outside of the scope of the Journal or of little scientific value are declined. Manuscripts approved in the first judgment are sent to scientific referees for evaluation, at least two reviewers; experts from institutions other than those of the authors.
6. Acceptance of manuscripts will be based on the scientific content and the correct formatting according to the Journal guidelines.
7. Manuscripts requiring corrections will be returned to the authors for revision. The revised version needs to be uploaded in the Journal system in TWO weeks' time. A response letter is required to be returned with the revised version. In this letter, please detail the modifications made to the manuscript. Recommendations not incorporated into the revised version, if any, need to be responded. The entire process is online, and can be followed at the Journal Web site, <http://mc04.manuscriptcentral.com/aa-scielo>.
8. Follow these instructions to prepare and upload the manuscript:
 - a. Authorship and manuscript information (Title page, please use the word format): This page must contain the manuscript title, authorship (last name in uppercase letter), full institutional address of the authors, and email of the corresponding author. Do NOT abbreviate names of institutions. Use an asterisk (*) to indicate the corresponding author. Only the e-mail of the corresponding author is required in the title page of the manuscript.

Upon submission, upload this file selecting the option: "Title page".

b. Main body of the text (main document , please use the word format). The text of the manuscript should follow this order: Title, Abstract, Keywords, Introduction, Materials and Methods, Results, Discussion, Conclusions, Acknowledgements , References, Figure legends, and Tables. It is also required to include a "*Titulo, Resumo and Palavras-chave*" in Portuguese OR Spanish.

Upon submission upload this file as "Main document".

c. Figures. Up to seven figures are permitted for articles. Each figure MUST be uploaded as a separate file. Figures should be in the graphic format (JPG or TIFF) and of high quality and resolution (300 dpi). Use 600 dpi for bitmap illustration.

Upload each of these files selecting the option: "Figure".

d. Tables. Five tables are permitted for articles. Use single spacing and the table function for typing tables. Please insert the Tables at the end of the text of the manuscript (main document), after the "Figure legends".

9. Short communications are to be written separating the topics (Introduction, Materials and Methods, Results, Discussion and Conclusions) in paragraphs, but without including their titles. They also have to include all the sections of the full article (e.g.: Title, authorship, affiliation, electronic address, Abstract, Keywords, Acknowledgements, References). Three figures and two tables are permitted. Upload the "title page", "main document", figures and tables as described previously (Item 8).

10. Full name of authors and their institutional addresses and e-mails must be registered in the Journal system.

11. IMPORTANT NOTE: Manuscripts not properly formatted according to the "Instructions to Authors" are NOT accepted for publication.

FORMAT AND STYLE

12. The manuscript is to be prepared with a text editor (e.g. doc or docx), typed using "Times New Roman" 12-point font. It should be double-spaced with 3-cm margins; pages and lines consecutively numbered. For tables see Item 8d.

13. Title. Adjust to the left and capitalize the first letter of the sentence. Avoid using scientific names.

14. Abstract. It should have up to 250 words (150 for short communications). Initiate the Abstract with a couple of lines (rationale), and after that clearly state the objectives. The Abstract must succinctly contain the methodology, results and conclusions, emphasizing important aspects of the study. It should be intelligible for itself. Scientific names of species and other Latin terms should be in italic. Avoid acronyms, but if they are required give their meaning. Do not use references in this section.

15. Keywords. They must consist of four or five terms. Each keyword term may consist of two or more words. However, words used in the title cannot be repeated as keywords.

16. Introduction. This section should emphasize the purpose of the study. It should convey an overview of previous relevant studies, as well as clearly state the objectives or hypotheses to be tested. This section is expected not to exceed 35 lines. Do not anticipate data or

conclusions of the manuscript and do NOT include subtitles in this section. End the Introduction with the objectives.

17. Materials and Methods. This section should contain enough information, chronologically organized to explain the procedures carried out, in such a way that other researchers can be able to repeat the study. Statistical treatments of data should be described. Standard techniques need only be referenced. Measuring units and their abbreviations should follow the International System and, when necessary, should include a list of the abbreviations utilized. Specific instruments used in the study should be described (model, manufacturer, city and country of manufacturing, in parentheses). For example: "Photosynthesis was determined using a portable gas exchange system (Li-6400, Li-Cor, Lincoln, NE, USA)". Voucher material (sample for future reference) should be deposited in one or more scientific collections and informed in the manuscript. Do NOT use sub-subtitles in this section. Use bold, but not italic or uppercase letters for subtitles.

18. Ethics and legal aspects: For studies that requires special permissions (e.g. Ethic Committee/National Commission of Ethic in Research-CONEP, IBAMA, SISBIO, CNPq, CNTBio, INCRA/FUNAI, EIA/RIMA, others) the registration/approval number (and publishing date) must be informed. Authors are responsible to follow all specific regulations on this issue.

19. Results. This section should present a concise description of information obtained, with a minimum of personal judgment. Do not repeat in the text all the data contained in tables and illustrations. Do not present the same information (data) in tables and figures simultaneously. Do not use sub-subtitles in this section. Numeral should be one space-separated from units. For example, 60 °C and NOT 60°C, except for percentages (for instance, 5% and NOT 5 %).

Units: Use units and symbols of the International System. Use negative exponents instead of slash (/). For example: cmol kg^{-1} instead of $\text{meq}/100\text{g}$; m s^{-1} instead of m/s . Use space instead of point between symbols: m s^{-1} instead of m.s^{-1} . Use a dash (NOT a hyphen) to denote negative numbers. For example: -2, instead of -2. Use kg instead of Kg and km instead of Km.

20. Discussion. The discussion should focus on results obtained. Avoid mere speculation. However, well based hypotheses can be incorporated. Only relevant references should be included.

21. Conclusions. This section should contain a concise interpretation of main results and a final message, which should highlight the scientific implications of the study. Write the conclusions in a separate section (one paragraph).

22. Acknowledgements should be brief and concise. Include funding agency. Do NOT abbreviate names of institutions.

23. References. At least 70% of references must be scientific journal articles. Citations should preferentially be from last 10 years. It is suggested not to exceed 40 references. They should be cited in alphabetical order of author names, and should be restricted to citation included in the text. If a reference has more than ten authors, use only the six first names and *et. al.* In this section, the journal title is NOT abbreviated. See the examples below:

a) Articles from periodicals:

Villa Nova, N.A.; Salati, E.; Matsui, E. 1976. Estimativa da evapotranspiração na Bacia Amazônica. *Acta Amazonica*, 6: 215-228.

Articles from periodicals that do not follow traditional pagination:

Ozanne, C.M.P.; Cabral, C.; Shaw, P.J. 2014. Variation in indigenous forest resource use in Central Guyana. *PLoS ONE*, 9: e102952.

b) Dissertations and theses:

Ribeiro, M.C.L.B. 1983. *As migrações dos jaraquis (Pisces: Prochilodontidae) no rio Negro, Amazonas, Brasil*. Dissertação de Mestrado, Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia/Fundação Universidade do Amazonas, Manaus, Amazonas. 192p.

c) Books:

Steel, R.G.D.; Torrie, J.H. 1980. *Principles and procedures of statistics: a biometrical approach*. 2nd ed. McGraw-Hill, New York, 633p.

d) Book chapters:

Absy, M.L. 1993. Mudanças da vegetação e clima da Amazônia durante o Quaternário. In: Ferreira, E.J.G.; Santos, G.M.; Leão, E.L.M.; Oliveira, L.A. (Ed.). *Bases científicas para estratégias de preservação e desenvolvimento da Amazônia*. v.2. Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Manaus, Amazonas, p.3-10.

e) Citation of electronic Source:

CPTEC, 1999. Climanalise, 14: 1-2 (www.cptec.inpe.br/products/climanalise). Accessed on 19/05/1999.

f) Citations with more than ten authors:

Tseng, Y.-H.; Kokkotou, E.; Schulz, T.J.; Huang, T.L.; Winnay, J.N.; Taniguchi, C.M.; *et al.* 2008. New role of bone morphogenetic protein 7 in brown adipogenesis and energy expenditure. *Nature*, 454: 1000-1004.

24. Citations in the text. Citations of references follow a chronological order. For two or more references from the same year cite according to alphabetical order. Please see the following examples.

a) One author:

Pereira (1995) or (Pereira 1995).

b) Two authors:

Oliveira and Souza (2003) or (Oliveira and Souza 2003).

c) Three or more authors:

Rezende *et al.* (2002) or (Rezende *et al.* 2002).

d) Citations from different years (chronological order):

Silva (1991), Castro (1998) and Alves (2010) or (Silva 1991; Castro 1998; Alves 2010).

e) Citations in the same year (alphabetical order):

Ferreira *et al.* (2001) and Fonseca *et al.* (2001); or (Ferreira *et al.* 2001; Fonseca *et al.* 2001).

FIGURES

25. Photographs, drawings and graphics should have high definition, with high black and white contrast. Do NOT use grey tones in scatter graphs or bar charts. In scatter graphs use black (solid, dotted or dashed) lines and open or solid (circle, square, triangle or diamond) symbols. For bar charts, black, white, striped or dotted bars can be used. Border the plotting area with a thin solid line, but do NOT use a border line in the graphic area. Label each panel of a composite figure

(multiple panels) with an uppercase letter inside the plotting area, in the upper right-hand corner.

26. Avoid unnecessary legends in the plotting area. Do NOT use letters too small (< size 10) in figures (either in title axes or within the plotting area). In axes, use inward-oriented marks in scale divisions. Do NOT use horizontal or vertical grid lines, except in maps or similar illustrations. Each axis of the graphic should have a title and unit. Avoid too many subdivisions on the axis scale (five to six should suffice). On maps include a scale bar and at least one cardinal point.

27. Figures should be formatted to fit within the page dimensions of the Journal, namely, within a column (8 cm) or the width of the entire page (17 cm), and allowing space for the figure legend (caption). Illustrations can be resized during the production process in order to optimize Journal space. Scales should be indicated by a bar (horizontal) in the figure and, if necessary, referenced in the figure legend. For example, scale bar = 1 mm.

28. Figures in the text: Figures can be cited directly or indirectly (in parentheses), with the initial letter capitalized. For example: Figure 1 or (Figure 1). In the legend, figure number should be followed by a period. For example: "Figure 1. Analysis...". Meaning of symbols and acronyms used in figures must be defined in the figure legend. Figures should be self-explanatory.

29. For figures that have been previously published, the authors should clearly state in the manuscript that a permission for reproduction has been granted. The document that conceded such authorization should be uploaded (not for review) in the Journal system.

30. In addition to figures in the graphic format (TIFF, JPG), bar charts and scatter graphs generated using Excel or SigmaPlot can be uploaded. Select the option supplemental file NOT for review.

31. Color illustrations. Photographs and others illustrations are expected to be black and white. Color illustrations are accepted; however, there is a printing cost, which is charged to authors. Without costs to authors, a color illustration can be used in the Journal electronic version; whereas a black and white version of the same figure can be used in the printed version. When a color photograph is used only in the electronic version, mention it in the figure legend. For example, adding this sentence "this figure is in color in the electronic version". This information is for the readers of the printed issue.

Authors can be invited to submit a color photograph to illustrate the Journal cover page. In this case, the printing cost will be afforded by the Journal.

TABLES

32. Tables should be well organized and numbered sequentially with Arabic numerals. The numbering and the table title (legend) should be at top of the table. A table may have footnotes. The meaning of symbols and acronyms used in the table (e.g. head columns, etc.) MUST be defined in the table title. Use horizontal lines above and below the table, and for separating the heading from the main body of the table. Do NOT use vertical lines.

33. Tables should be generated using a text editor (e.g. doc or docx), and should NOT be inserted in the manuscript as an image (e.g. in JPG format).

34. Table citations in the text can be made directly or indirectly (in parentheses), with the initial letter capitalized. For example: Table 1 or (Table 1). In the table legend, the table number should be followed by

a period, for instance: "Table 1. Analysis...". Tables should be self-explanatory.

ADDITIONAL INFORMATION

1. Acta Amazonica can make minor formatting and grammar corrections in the manuscript to adjust to editorial and language standard. Before printing, the proof is sent to authors for last verification. In this phase only typographical or spelling mistakes can be corrected in the proof. NO major changes can be made on the manuscript at this stage, otherwise the entire manuscript will return to the evaluation process by the Editorial Board.
2. Acta Amazonica does not charge a fee for publication. Also, there is no fee charge for submission and evaluation of manuscripts. Further information can be obtained by e-mail acta@inpa.gov.br. If your inquiry is about a submission please inform the submission number.
3. Subscriptions to Acta Amazonica (printed version) can be paid by check or money order. Institutional subscriptions US\$ 100.00; individual subscription US\$ 75.00. Please contact by e-mail: acta@inpa.gov.br. Tel.: (55 92) 3643-3236 or fax: (55 92) 3643-3029.

[\[Home\]](#) [\[About this journal\]](#) [\[Editorial board\]](#) [\[Subscription\]](#)



All the content of the journal, except where otherwise noted, is licensed under a [Creative Commons License](#)

Av. André Araujo, 2936 Aleixo
CEP 69011-970 Manaus AM Brasil
Caixa Postal 478
Tel.: +55 92 3642-3438
Fax: +55 92 3643-3223



acta@inpa.gov.br