



UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DA AMAZÔNIA
MUSEU PARAENSE EMÍLIO GOELDI
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIAS BIOLÓGICAS – BOTÂNICA
TROPICAL

VITÓRIA PINTO FARIAS

DIVERSIDADE, FILOGENIA E CARACTERIZAÇÃO QUÍMICA DE ESPÉCIES DE
AGARICOMYCETES EM PLANTAÇÕES DE CACAU NATIVO DE ILHAS DE
VÁRZEA EM MOCAJUBA, PARÁ

BELÉM

2024

VITÓRIA PINTO FARIAS

**DIVERSIDADE, FILOGENIA E CARACTERIZAÇÃO QUÍMICA DE ESPÉCIES DE
AGARICOMYCETES EM PLANTAÇÕES DE CACAU NATIVO DE ILHAS DE
VÁRZEA EM MOCAJUBA, PARÁ**

Dissertação de mestrado apresentada à Universidade Federal Rural da Amazônia (UFRA) como parte das exigências do Curso de Pós-Graduação em Botânica Tropical para a obtenção do título de Mestre.

Orientadora: Prof^a Dr^a Adriene Mayra da Silva Soares

Coorientadora: Prof^a Dr^a Maria do Perpétuo Socorro Progene

BELÉM

2024

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

F224d Farias, Vitória Pinto

DIVERSIDADE, FILOGENIA E CARACTERIZAÇÃO QUÍMICA DE ESPÉCIES DE
AGARICOMYCETES EM PLANTAÇÕES DE CACAU NATIVO DE ILHAS DE VÁRZEA EM
MOCAJUBA, PARÁ / Vitória Pinto Farias. - 2024.

92 f. : il. color.

Dissertação (Mestrado) - Programa de PÓS-GRADUAÇÃO em Ciências Biológicas (CB),
Campus Universitário de Belém, Universidade Federal Rural Da Amazônia, Belém, 2024.

Orientador: Profa. Dra. Adriene Mayra da Silva Soares

Coorientador: Profa. Dra. Maria do Perpétuo Socorro Progene

1. Diversidade de fungos macroscópicos. 2. Taxonomia e Sistemática. 3. Ecologia de
ecossistemas de várzea. I. da Silva Soares, Adriene Mayra , orient. II. Título

CDD 576.88

VITÓRIA PINTO FARIAS
**DIVERSIDADE, FILOGENIA E CARACTERIZAÇÃO QUÍMICA DE ESPÉCIES
DE AGARICOMYCETES EM PLANTAÇÕES DE CACAU NATIVO DE ILHAS DE
VÁRZEA EM MOCAJUBA, PARÁ**

Dissertação de mestrado apresentada à Universidade Federal Rural da Amazônia (UFRA)
como parte das exigências do Curso de Pós-Graduação em Botânica Tropical para a
obtenção do título de Mestre.

Aprovado em 29 de fevereiro de 2024

BANCA EXAMINADORA
Dr^a Adriene Mayra da Silva Soares

Orientadora
Universidade Federal Rural da Amazônia – UFRA

M^a do P. Socorro Progene Vilhena

Dr^a Maria do Perpétuo Socorro Progene
Coorientadora
Universidade Federal Rural da Amazônia – UFRA

Juliano Marcos Baltazar

Dr. JULIANO MARCOS BALTAZAR
Universidade Federal de São Carlos

Renato Lúcio Mendes Alvarenga

Dr. Renato Lúcio Mendes Alvarenga
Universidade Federal de Pernambuco

Documento assinado digitalmente

gov.br

CHRISTIENE RAFAELA LUCAS DE MATOS

Data: 20/06/2024 16:38:17-0300

Verifique em <https://validar.iti.gov.br>

Dr^a Christiene Rafaela Lucas de Matos
Museu Paraense Emílio Goeldi

Helen M. P. Sotão

Dr^a Helen Maria Pontes Sotão
Museu Paraense Emílio Goeldi

AGRADECIMENTOS

A Deus.

Aos meus pais, Jerfeson e Vânia; e aos meus irmãos, Bruna e Tiago, que sempre me apoiaram e foram a minha rede de apoio, pois sem eles não teria sido possível.

Ao meu noivo Marcelo e às minhas pequenas Sophia e Cecília, que me deram forças e motivação sempre que precisei.

À minha orientadora, Dra. Adriene Soares, e coorientadora Dra. Socorro Progene, que estiveram ao meu lado desde o início, me auxiliando, compartilhando conhecimento e sempre dedicadas a me orientar da melhor forma.

Aos Docentes do Programa de Pós-Graduação em Botânica Tropical (PPGBOT), em especial à Dra. Helen Sotão e à Dra. Josiane Monteiro, que sempre estiveram dispostas a ajudar.

À Universidade Federal Rural da Amazônia e ao Museu Paraense Emílio Goeldi, pela oportunidade de realizar a pesquisa.

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES), pela concessão da bolsa na modalidade de mestrado, contribuindo a para realização dessa pesquisa.

Aos meus amigos de Laboratório, em especial a Dheanny, que desde o início estava ao meu lado, me ajudando; e ao Richard e ao Walison. E também aos amigos da Pós pelo compartilhamento de ideias, conhecimentos e risadas.

Ao meu amigo Renan, que sempre esteve ao meu lado, contribuindo de todas as formas possíveis.

Ao Charles, do Laboratório de espectrometria analítica aplicada da UFPA, pela sua disponibilidade, e ao técnico do Laboratório de Biologia Molecular, Nayron Francês, do Museu Paraense Emílio Goeldi.

Aos Drs. Edivaldo Herculano e Wallax Augusto, do Laboratório de Citogenômica do Instituto Evandro Chagas, pela disponibilidade.

A todos do Projeto Beneficiamento Primário, propriedades físicas e químicas das amêndoas de cacau nativo (*Theobroma cacao*), além do SIG das ilhas, que contribuíram de forma direta ou indireta na realização dessa pesquisa.

RESUMO

A Amazônia apresenta uma ampla diversidade de fungos macroscópicos da classe Agaricomycetes. Além de desempenharem um papel fundamental na ciclagem de nutrientes na natureza, as espécies também mostram um importante potencial econômico no ramo nutricional, farmacológico e medicinal. Dentre os ecossistemas do bioma amazônico, as áreas periodicamente inundáveis da várzea afetam diretamente as comunidades ali residentes. Apesar de sua relevância, existe uma carência de estudos com fungos nessas áreas. Visando contornar essa lacuna, o objetivo deste estudo foi estabelecer a diversidade e riqueza de espécies de Agaricomycetes em ilhas de várzea do município de Mocajuba-Pará, bem como inferir as relações filogenéticas dos gêneros lentinoides e determinar a composição química e bioquímica dessas espécies. Foram realizadas três excursões nas ilhas Santaninha, Tauaré e Costa Santana nos meses de junho de 2022/2023 e novembro de 2022. As espécies foram identificadas por meio de descrições morfológicas e taxonomia molecular a partir do espaçador interno transcrito do DNA ribossomal. O teor dos macro e micronutrientes foi determinado por espectrofotometria de absorção atômica. Ao todo, 173 espécimes foram identificados e sistematizados em 81 espécies inseridas em 14 famílias. Todas as espécies foram novos registros para o local, incluindo seis novos registros para o Estado do Pará. A família mais predominante foi a Polyporaceae (36 espécies), seguida de Meripilaceae (11) e Hymenochaetaceae (8). A ilha Costa Santana exibiu os maiores índices de diversidade e riqueza de espécies. Quanto ao grupo de fungos lentinoides, 20 espécimes foram identificados, representando os gêneros *Lentinus*, *Lentinula* e *Panus*. De acordo com as inferências filogenéticas, os indivíduos identificados como *Lentinus* formaram cinco clados principais. Já as espécies de *Panus* estruturaram-se em um grupo único com 100% de bootstrap, permitindo a correspondência entre os dados morfológicos e moleculares de *P. lecomtei* e *P. strigellus*. Por sua vez, o cladograma referente ao gênero *Lentinula*, mostrou a espécie *L. raphanica* identificada neste estudo proximamente relacionada com sequências da mesma espécie retiradas do banco de dados. Em relação à composição química dos macrofungos lentinoides, as análises demonstraram o elevado teor principalmente de macronutrientes (K, Mg, Ca e Na). Este estudo é pioneiro em áreas de várzea da Amazônia brasileira, contribuindo para a ampliação do conhecimento ecológico, evolutivo e nutricional sobre esse grupo de fungos.

Palavras-chave: Amazônia; bioacumulação; várzea; *Lentinus*; macrofungos; macro e micronutrientes.

ABSTRACT

The Amazon has a wide diversity of macroscopic fungi of the class Agaricomycetes. In addition to playing a key role in the cycle of nutrients in nature, species also show important economic potential in the nutritional, pharmacological and medicinal sectors. Among the ecosystems of the Amazon biome, the periodically flooding areas of the valley directly affect the communities residing there. Despite their relevance, there is a shortage of studies with fungi in these areas. In order to circumvent this gap, the aim of this study was to establish the diversity and richness of species of Agaricomycetes in várzea islands of the municipality of Mocajuba-Pará, as well as to infer the phylogenetic relations of the lentinoid genus and determine the chemical and biochemical composition of these species. Three excursions were made to the islands of Santaninha, Tauaré and Costa Santana in the months of June 2022/2023 and November 2022. The species were identified by morphological descriptions and molecular taxonomy from the internally transcribed spacer of ribosomal DNA. The contents of macro and micronutrients were determined by atomic absorption spectrophotometry. A total of 173 specimens were identified and systematized in 81 species in 14 families. All species were new registrations for the site, including six new registers for the State of Pará. The most prevalent family was Polyporaceae (36 species), followed by Meripilaceae (11) and Hymenochaetaceae. (8). The island of Costa Santana exhibited the highest indices of diversity and species wealth. As for the group of lentinoid fungi, 20 specimens have been identified, representing the genus *Lentinus*, *Lentinula* and *Panus*. According to phylogenetic inferences, the individuals identified as *Lentinus* formed five main clades. *Panus* species have been structured into a single group with 100% bootstrap, allowing the correspondence between the morphological and molecular data of *P. lecomtei* and *P. strigellus*. In turn, the cladogram referring to the genus *Lentinula*, showed the species *L. raphanica* identified in this study closely related to sequences of the same species taken from the database. With regard to the chemical composition of the lentinoid macro-fungus, analyses have demonstrated the high content mainly of macronutrients (K, Mg, Ca e Na). This study is a pioneer in the Brazilian Amazon rainforest areas, contributing to the expansion of ecological, evolutionary and nutritional knowledge about this group of fungi.

Keywords: Amazon; bioaccumulation; valley; *Lentinus*; macrofungus; macro and micronutrients.

LISTA DE ILUSTRAÇÕES

Figura 1	Mapa do município de Mocajuba e suas ilhas principais.....	18
Figura 2	Espécies registradas em campo.....	27
Figura 3	Número de espécies coletadas por família da classe Agaricomycetes.....	28
Figura 4	Quantidade de espécimes e espécies registradas nas ilhas de várzea.....	28
Figura 5	Riqueza única e compartilhada das espécies de macrofungos.....	29
Figura 6	Dispersão das espécies nas três ilhas de Mocajuba.....	31
Figura 7	Curva de acumulação de espécies.....	32
Figura 1	Árvore consenso das análises filogenéticas dos gêneros lentinoides.....	47
Figura 2	Cladograma das espécies do gênero <i>Lentinus</i>	49
Figura 3	Árvore filogenética do gênero <i>Lentinula</i>	50
Figura 4	Árvore de máxima verossimilhança do gênero <i>Panus</i>	51
Figura 5	<i>Lentinus berteroi</i> e suas características morfológicas	53
Figura 6	<i>Lentinus concavus</i> e suas características morfológicas.....	54
Figura 7	<i>Lentinus crinitus</i> e suas características morfológicas.....	56
Figura 8	<i>Lentinus scleropus</i> e suas características morfológicas.....	57
Figura 9	<i>Lentinus swartzii</i> e suas características morfológicas.....	58
Figura 10	<i>Lentinus tricholoma</i> e suas características morfológicas.....	59
Figura 11	<i>Lentinus</i> sp.1 e suas características morfológicas.....	61
Figura 12	<i>Lentinus</i> sp.2 e suas características morfológicas.....	62
Figura 13	<i>Lentinus</i> sp.3 e suas características morfológicas.....	63
Figura 14	<i>Lentinula raphanica</i> e suas características morfológicas.....	65
Figura 15	<i>Panus lecomtei</i> e suas características morfológicas.....	66
Figura 16	<i>Panus strigellus</i> e suas características morfológicas.....	67
Figura 17	<i>Panus</i> sp. e suas características morfológicas.....	68

SUMÁRIO

1	CONTEXTUALIZAÇÃO.....	8
	REFERÊNCIAS.....	11
2	DIVERSIDADE DE MACROFUNGOS (BASIDIOMYCOTA, AGARYCOMYCETES) DE FLORESTAS DE VÁRZEA AMAZÔNICAS.....	14
	RESUMO.....	14
	ABSTRACT.....	15
2.1	Introdução.....	16
2.2	Material e métodos.....	17
2.2.1	Área de estudo.....	17
2.2.2	Coleta e processamento.....	19
2.2.3	Análises morfológicas.....	19
2.2.4	Análises de riqueza e diversidade de espécies.....	20
2.3	Resultados.....	20
2.4	Discussão.....	32
	REFERÊNCIAS.....	35
3	FILOGENIA E COMPOSIÇÃO QUÍMICA DE FUNGOS LENTINOIDES (AGARICOMYCETES, POLYPORALES) DA AMAZÔNIA BRASILEIRA.....	39
3.1	Introdução.....	41
3.2	Material e métodos.....	42
3.2.1	Área de estudo.....	42
3.2.2	Coleta dos espécimes e análise morfológica.....	43
3.2.3	Análise molecular.....	44
3.2.4	Análises químicas.....	45
3.3	Resultados.....	46
3.3.1	Análises filogenéticas.....	46
3.3.2	Descrições taxonômicas.....	52
3.3.3	Parâmetros físico-químicos e compostos fenólicos.....	69
3.4	Discussão.....	71
3.4.1	Análises filogenéticas.....	71
3.4.2	Composição química.....	75
3.5	Conclusão.....	77
	REFERÊNCIAS.....	78
4	CONSIDERAÇÕES FINAIS.....	83
	APÊNDICE.....	84

1 CONTEXTUALIZAÇÃO

Considerado o maior bioma brasileiro, a Amazônia ocupa 50% do território nacional, exibindo uma das mais extensas florestas tropicais úmidas do mundo. Sua vegetação é caracterizada pela floresta ombrófila densa de grande porte, refúgio de uma ampla diversidade de espécies de plantas e animais. Além disso, apresenta recursos naturais singulares de impacto econômico (como as jazidas de minérios) e farmacológico, na forma de substâncias conhecidas e ainda desconhecidas no campo da saúde (PATRÍCIO *et al.*, 2021).

Os ecossistemas que compõem o bioma amazônico são diretamente impactados pela maior malha hídrica do planeta, influenciada por sua vez pelos ciclos periódicos de chuva e seca. O estado do Pará, segundo maior em extensão territorial e localizado na região Norte do Brasil, possui rios de grande porte hídrico como o Tocantins, o qual banha com suas águas os municípios de Abaetetuba, Baião, Cametá, Mocajuba e Moju, localizados na Mesorregião do nordeste paraense (CODEVASF, 2022). Suas margens estão entre as primeiras regiões povoadas no Estado, com a presença de monoculturas impulsionadoras do desenvolvimento socioeconômico e cultural da comunidade local (ALVES, 2021; VIANA; SIMÕES; BASTOS, 2020).

Os rios amazônicos possuem três classificações biogeoquímicas diferentes baseadas na cor de suas águas. A coloração varia de acordo com a presença de nutrientes e sedimentos que alteram a sua transparência e acidez/alcalinidade. Os rios de águas brancas carregam muita matéria orgânica (pedaços de vegetação e terra), assim como nutrientes vindos dos planaltos andinos, deixando as águas com um aspecto barrento e pH próximo ao neutro. Por outro lado, geralmente com um pH ácido, tanto os rios de água preta (Tapajós e Xingu) quanto os de água clara (como o Tocantins) possuem poucos sedimentos e nutrientes suspensos, resultantes do desgaste de rochas do Escudo das Guianas e do Planalto Brasileiro (BARROS *et al.*, 2023).

Anteriormente vistas como um evento natural indesejável, a dinâmica das inundações produz uma marca indelével na floresta amazônica, impulsionando mudanças na diversidade e adaptação das espécies nesses habitats (BARROS *et al.*, 2023; ROOD *et al.*, 2005). Dentre os ecossistemas susceptíveis a ação dos rios encontra-se a várzea, região sensível às alterações hidrodinâmicas sazonais e ao impacto da influência humana, como observado no município de Mocajuba (ALMEIDA; AMARAL; SILVA, 2004; SURGIK, 2005).

Os fungos estão entre os grupos de organismos adaptados aos fatores bióticos e abióticos presentes na várzea e influenciados pelas mudanças temporais no nível dos rios. Importantes decompositores de matéria orgânica (celulose e lignina) na natureza, atuam na reciclagem do carbono e nitrogênio nos seus respectivos ciclos biogeoquímicos (PATRÍCIO *et al.*, 2021). Esses indivíduos peculiares dependem da temperatura, umidade, precipitação e disponibilidade de nutrientes para se estabelecerem no substrato (LAZAROTTO, 2014).

Durante uma etapa do seu ciclo de vida, as espécies incluídas na classe Agaricomycetes (pertencente ao filo Basidiomycota) são capazes de formar estruturas macroscópicas denominadas basidiomas (por esse motivo também são genericamente chamados de macrofungos). Somente para a região norte do Brasil foram catalogadas 301 espécies, uma pequena fração da representatividade do segundo maior filo de fungos na natureza, perdendo apenas para os Ascomycota (RYVARDEN, 1991; XAVIER *et al.*, 2018).

Além de outras características marcantes, os agaricomycetos mostram um elevado valor nutricional, funcional e nutracêutico, uma vez que possuem compostos bioativos e elementos essenciais ao metabolismo como zinco, manganês, cobre, selênio e ferro (LALOTRA *et al.*, 2016; PODLASIŃSKA *et al.*, 2015; RADULESCU *et al.*, 2010). Inseridos na classe Agaricomycetes, os chamados fungos lentinoides apresentam altas concentrações de compostos fenólicos, cada vez mais estudados devido às suas capacidades antioxidantes (SELEM, 2021); assim como taxas elevadas de macronutrientes, componentes úteis a dieta humana. Desta forma, esses fungos macroscópicos transformam-se em uma importante fonte alternativa na obtenção dos nutrientes essenciais (FAIK *et al.*, 2011).

De acordo com a sistemática do grupo, os lentinoides estão divididos em seis gêneros: *Lentinus* e *Panus* (Polyporales), *Pleurotus* e *Lentinula* (Agaricales), *Neolentinus* e *Heliocybe* (Gloeophyllales). O gênero *Lentinus sensu* Pegler atualmente encontra-se dividido em dois subgêneros (*Lentinus* e *Panus*) de acordo com análises micromorfológicas do sistema hifálico e trama do himenóforo. Além disso, *Lentinus* é separado em seções: *Lentinus*, *Tigrini*, *Dicholamellatae*, *Rigidi*, *Lentodiellum* e *Pleuroti*. Do ponto de vista evolutivo, não existe uma definição clara quanto à ancestralidade e descendência envolvendo o grupo formado pelos gêneros *Lentinus/Polyporellus*. Então a literatura trata os dois gêneros de forma separada (SEELAN *et al.*, 2015).

Apesar de terem sido inseridos na ordem Agaricales devido ao seu himenóforo lamelar, os gêneros *Lentinus* Fr. e *Panus* Fr. apresentam um sistema hifálico dimítico típico da

família Polyporaceae. Estudos moleculares complementam e corroboram a inclusão dos dois na ordem Polyporales (DRECHSLER-SANTOS *et al.*, 2012). Especificamente, *Lentinus* possui espécies decompositoras de madeira com basidioma estipitado, cuja superfície varia de escamosa a glabra; exhibe um sistema hifálico dimítico, constituído por hifas generativas de paredes finas e hifas esqueléticas de paredes espessas; e esporos hialinos, oscilando de elipsoides a cilíndricos em sua forma (HIBBETT; VILGALYS, 1993; SHARMA *et al.*, 2015). Já o gênero *Panus* mostra um sistema hifálico dimítico, com hifas esqueléticas não ramificadas e processos de ligação inexistentes; ausência de medas e presença de metulóides e gloecistídios; e uma trama do himenóforo disposta principalmente de maneira radiada (LLANOS-LÓPEZ *et al.*, 2023).

Os macrofungos têm sido considerados componentes naturais relevantes na redução da poluição do solo causada por metais pesados. A presença de uma rede rica de hifas explica o fato de que esses organismos possuem capacidade específica geneticamente controlada para absorver e acumular metais pesados de seu substrato (GADD, 1994). Assim, a realização de pesquisas com macrofungos nas florestas permitirá a identificação de novas espécies capazes de atuar na biorremediação ambiental e no progresso do conhecimento ecológico (SANTANA *et al.*, 2020).

De maneira geral, estudos taxonômicos ou de diversidade de fungos em áreas de várzea são escassos, havendo apenas um trabalho abordando fungos microscópicos (CASTRO; GUTIÉRREZ; SOTÃO, 2012). As várzeas da região norte paraense são de extrema importância socioambiental. A realização de estudos baseados em espécies bioindicadoras poderá, por exemplo, contribuir para a avaliação dos impactos a que estas regiões estão sujeitas, bem como estabelecer parâmetros que sirvam de referência para caracterizar esse ecossistema.

Logo, os objetivos deste estudo foram investigar a diversidade de Agaricomycetes nas florestas das ilhas de várzeas no município de Mocajuba, além de analisar espécies de gêneros lentinoides por meio de dados morfológicos e moleculares. Além disso, avaliar a bioacumulação de metais e os teores dos macros (K, Ca, Mg) e micronutrientes (Cu, Zn, Fe, Mn, Co) das espécies coletadas.

REFERÊNCIAS

- ALMEIDA, S. S.; AMARAL, D. D.; SILVA, A. S. L. Análise florística e estrutura de florestas de várzea no estuário amazônico. **Acta amazonica**, v. 34, n.4, p. 513-524, 2004.
- ALVES, V. M. Corpo e ambiente no mundo da vida das ilhas de Mocajuba (PA): uma etnografia sensorial sobre o campesinato amazônico. **Papers do NAEA**, v. 28, n. 3, p. 153-177, 2021.
- BARROS, D. J. *et al.* Microbial metabolic activity in Amazon floodplain forest and agricultural soils. **Frontiers in Microbiology**, v. 14, p. 1144062, 2023.
- CASTRO, C. C.; GUTIÉRREZ, A. H.; SOTÃO, H. M. P. Fungos conidiais em *Euterpe oleracea* Mart. (açazeiro) na Ilha do Combu, Pará-Brasil. **Acta Botanica Brasilica**, v. 26, n. 4, p. 761-771, 2012.
- CODEVASF. Companhia de Desenvolvimento dos Vales do São Francisco e do Parnaíba. XAVIER, R. L. *et al.* (org.). **Caderno de caracterização: Estado do Pará**. Brasília, DF: Codevasf, 2022. 146 p.
- DRECHSLER-SANTOS, E. R. *et al.* Studies on lentinoid fungi (*Lentinus* and *Panus*) from the semi-arid region of Brazil. **The Journal of the Torrey Botanical Society**, v. 139, n. 4, p. 437-446, 2012.
- FAIK A. A. *et al.* Macro-and microelement contents of fruiting bodies of wild-edible mushrooms growing in the East Black Sea Region of Turkey. **Food and Nutrition Sciences**, v. 2, n. 2, p. 53-59, 2011.
- GADD, G. M. Interactions of fungi with toxic metals. *In*: POWELL, K. A.; RENWICK, A.; PEBERDY, J. F. (org.). **The Genus *Aspergillus***. Federation of European Microbiological Societies Symposium Series, v. 69, Boston, MA: Springer, 1994. p. 361-374.
- HIBBETT, D. S.; VILGALYS, R. Phylogenetic Relationships of *Lentinus* (Basidiomycotina) inferred from Molecular and Morphological Characters. **Systematic Botany**, v.18, n. 3, p. 409-433, 1993.
- LALOTRA, P. *et al.* Bioaccumulation of heavy metals in the sporocarps of some wild mushrooms. **Current Research Environment and Applied Mycology**, v. 6, n. 3, p. 159-165, 2016.
- LAZAROTTO, D. C. *et al.* Comunidade de fungos Agaricomycetes em diferentes sistemas florestais no noroeste do Estado do Rio Grande do Sul, Brasil: Floresta Estacional Decídua e monocultura de eucalipto. **Hoehnea**, v. 41, n. 2, p. 269-275, 2014.
- LLANOS-LÓPEZ, N. A. *et al.* Panapophenanthrin, a Rare Oligocyclic Diterpene from *Panus strigellus*. **Metabolites**, v. 13, n. 7, p. 848, 2023.
- PATRÍCIO, A. S. *et al.* Levantamento de macrofungos na reserva natural de Palmari, Atalaia do Norte, Amazonas, Brasil. **Biodiversidade**, v. 20, n. 3, p. 91-99, 2021.

PODLASIŃSKA, J. *et al.* Content of Pb, Hg, Zn, Mn, Cu, and Fe in macrofungi collected from Wkrzanska forest in northwestern Poland. **Polish Journal of Environmental Studies**, v. 24, n. 2, p. 651-656, 2015.

RADULESCU, C. *et al.* Studies concerning heavy metals bioaccumulation of wild edible mushrooms from industrial area by using spectrometric techniques. **Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology**, v. 84, n. 5, p. 641-646, 2010.

ROOD, S. B. *et al.* Managing river flows to restore floodplain forests. **Frontiers in Ecology and the Environment**, v. 3, n. 4, p. 193-201, 2005.

RYVARDEN, L. Genera of Polypores: nomenclature and taxonomy. **Synopsis Fungorum**, v.5, n. 1, p. 1-373, 1991.

SANTANA, R. S. *et al.* Diversidade de macrofungos presentes em quintais urbanos do município de Benjamin Constant-AM, Brasil. **South American Journal of Basic Education, Technical and Technological**, v. 7, n. 1, p. 130-141, 2020.

SEELAN, J. S. S. *et al.* Phylogenetic relationships and morphological evolution in *Lentinus*, *Polyporellus* and *Neofavolus*, emphasizing southeastern Asian taxa. **Mycologia**, v. 107, n. 3, p. 460-474, 2015.

SELEM, E. *et al.* Biochemical and morphological characteristics of some macrofungi grown naturally. **Journal of Fungi**, v. 7, n. 10, p. 851, 2021.

SHARMA, V. P. *et al.* Taxonomy, Phylogeny, Cultivation and Biological Activities of a *Lentinus* Species from Andman & Nicobar Islands (India). **Emirates Journal of Food and Agriculture**, v. 27, n. 7, p. 570-576, 2015.

SURGIK, A.C.S. Estudo jurídico para a várzea amazônica. A questão fundiária e o manejo dos recursos naturais da várzea: análise para a elaboração de novos modelos jurídicos. Manaus: **Edições Ibama/ ProVárzea**, 2005. 15p.

VIANA, A. L. N; SIMÕES, A; BASTOS, R. Z. O cacau de várzea: saberes e práticas ribeirinhos. **Revista Agroecossistemas**, v. 12, n. 1, p. 135-150, 2020.

XAVIER, W. K. *et al.* Riqueza de Agaricomycetes poroides da Serra do Navio, Amazônia oriental, com novo registro de *Oxyporus lacera* para o Brasil. **Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi - Ciências Naturais**, v. 13, n. 3, p. 303-315, 2018.

Capítulo 1



2 DIVERSIDADE DE MACROFUNGOS (BASIDIOMYCOTA, AGARICOMYCETES) DE FLORESTAS DE VÁRZEA AMAZÔNICAS

Vitória P. Farias, Maria P. S. Progene, Renan D. Pacheco, Adriene M. S. Soares

RESUMO

O município de Mocajuba, localizado na região nordeste do Estado do Pará, apresenta um arquipélago inserido no ecossistema de várzea, com suas florestas sendo periodicamente alagadas com a elevação do nível dos rios. Dentre a diversidade de organismos adaptados ao ambiente inundável, os fungos macroscópicos estão entre os principais decompositores de matéria orgânica, liberando nutrientes ao solo e tornando-os disponíveis para as plantas. O objetivo deste estudo foi estimar a diversidade e riqueza dos macrofungos da classe Agaricomycetes em três ilhas de várzea de Mocajuba. Os espécimes foram coletados em parcelas de dois hectares de dimensão em cada uma das ilhas, manipulados e transportados para posterior identificação através de suas características morfológicas. Ao todo, registraram-se 173 espécimes, resultando em 81 espécies distribuídas em 14 famílias. Todas as espécies foram consideradas como novos registros para o local, além de seis registros inéditos para o Estado do Pará. Segundo o índice de Shannon-Winner, a diversidade total foi de 3,90. Comparando-se as três ilhas de acordo com esse índice, Costa Santana apresentou a maior diversidade (assim como a maior quantidade de espécimes e espécies), seguida de Santaninha e Tauaré. Os dados mostraram uma diversidade significativa, mas a riqueza de espécies foi baixa em relação aos estudos realizados no ecossistema de terra firme. Deve-se levar em consideração que os organismos em florestas de várzea precisam estar adaptados ao local, o que pode explicar as variações existentes entre as ilhas. O levantamento realizado tende a ampliar o conhecimento acerca da diversidade e riqueza de macrofungos em um ecossistema tão pouco estudado.

Palavras-chave: Amazônia Ocidental; composição; decomposição da madeira; riqueza.

ABSTRACT

The municipality of Mocajuba, located in the northeastern region of the State of Pará, has an archipelago inserted into the ecosystem of várzea, with its forests being periodically flooded with the rise of the level of the rivers. Among the diversity of organisms adapted to the flooding environment, macroscopic fungi are among the main decomposers of organic matter, releasing nutrients to the soil and making them available to plants. The aim of this study was to estimate the diversity and richness of the macro-fungus of the class Agaricomycetes on three islands of Mozajuba. The specimens were collected on two-hectare-sized plots on each of the islands, manipulated and transported for further identification through their morphological characteristics. In total, 173 specimens were registered, resulting in 81 species distributed in 14 families. All species were considered as new registrations for the site, plus six unpublished registers for the State of Pará. According to the Shannon-Winner index, the total diversity was 3.90. Comparing the three islands according to this index, Costa Santana presented the greatest diversity (as well as the largest amount of specimens and species), followed by Santaninha and Tauaré. The data showed significant diversity, but the species richness was low compared to studies conducted in the land-based ecosystem. It should be taken into account that the organisms in the rainforest need to be adapted to the site, which may explain the variations between the islands. The survey tends to broaden knowledge about the diversity and richness of macro-fungus in an ecosystem so little studied.

Keywords: Western Amazon; composition; decomposition of wood; wealth.

2.1 Introdução

O bioma Amazônia é representado por diferentes ecossistemas caracterizados de acordo com o tipo de vegetação predominante e a influência dos regimes sazonais dos rios. Além das florestas ombrófilas, as florestas de igapó e de várzea mostram uma peculiaridade: são constantemente fertilizadas pelas águas inundantes e vazantes dos rios, o que determina a variação e a adaptação das espécies presentes (ZAPPI, 2020). Assim como o nível dos rios interfere na dinâmica dos organismos, a composição de suas águas também exerce um papel importante no aporte de matéria orgânica. Por exemplo, rios de água branca são ricos em nutrientes e material em suspensão, atuando preferencialmente nas áreas de várzeas, a segunda maior formação vegetal na Amazônia (MAUÉS *et al.*, 2011). Por outro lado, as planícies de igapó estão constantemente inundadas pelos rios de água preta, pobres em sedimentos suspensos e nutrientes (PRANCE, 1979; WITTMANN *et al.*, 2022).

Dentre os rios que fazem parte da malha hídrica amazônica, o Baixo Tocantins abrange 11 municípios no Estado do Pará, tais como Baião, Mocajuba e Cametá. Mocajuba apresenta ilhas de floresta de várzea, com áreas de sistema agroflorestal baseadas nas plantações de cacau (BARROS *et al.*, 2023; OLIVEIRA, 2008). São ecossistemas que armazenam uma elevada quantidade de carbono no solo, participam ativamente da dinâmica fluvial e são um habitat distinto para espécies adaptadas de animais, vegetais e fungos (ALMEIDA; AMARAL; SILVA, 2004). Todavia, a várzea é uma região naturalmente sensível, tanto em relação às variações de temperatura e níveis pluviométricos quanto aos impactos promovidos pelo homem (CHOUERI; AZEVEDO, 2017; KOWALSKA *et al.*, 2020).

Os fungos macroscópicos da classe Agaricomycetes (filo Basidiomycota) fazem parte da comunidade de organismos presentes no ecossistema de várzea. Conhecidos como cogumelos e orelhas de pau (devido a forma característica de seus basidiomas), encontram-se entre os principais decompositores de matéria orgânica na natureza, participando ativamente na ciclagem de nutrientes (GIBERTONI *et al.*, 2014). A conversão do substrato e consequente liberação de carbono e nitrogênio para o ambiente acontece através de duas formas diferentes, dependendo do arsenal enzimático do fungo. Aqueles que causam a chamada podridão branca são capazes de degradar a lignina, celulose e hemicelulose, os três polímeros principais da madeira; já as espécies que provocam a podridão marrom degradam apenas a celulose e a hemicelulose. A cor está diretamente relacionada ao aspecto macroscópico do substrato degradado (GIBERTONI *et al.*, 2015).

Além de desempenharem um papel ecológico fundamental na natureza, pesquisas têm demonstrado que os macrofungos, assim como as plantas, também apresentam uma ampla variedade de compostos bioativos com algum tipo de ação e/ou benefício para a saúde. De fato, a demanda vem aumentando globalmente entre os consumidores devido ao seu paladar marcante e capacidade nutricional traduzida na presença de polissacarídeos, vitaminas, flavonas e ácidos graxos insaturados. Por sua vez, as capacidades terapêuticas estão associadas às habilidades imunomoduladoras, antimicrobianas e antioxidantes destas substâncias bioativas, manifestando um importante efeito no combate ao câncer, diabetes, obesidade e hipertensão, por exemplo (MAZUMDER; ROY; SARKAR, 2022).

Dependendo de como atuam no ecossistema, os fatores bióticos e abióticos exercem a pressão seletiva que interfere na frequência e distribuição das espécies. Tão importante quanto a temperatura, a variação sazonal do nível dos rios e o aporte de matéria orgânica, a construção de habitações e uso da terra pelas populações ribeirinhas (principalmente em monoculturas) exigem ainda mais dos processos adaptativos dos fungos no ambiente de várzea. Uma vez que o conhecimento sobre a dinâmica das espécies de macrofungos da classe Agaricomycetes nessas áreas alagadas é reduzido, o objetivo deste estudo foi realizar um levantamento acerca da diversidade e riqueza dos espécimes no arquipélago de Mocajuba, Estado do Pará.

2.2 Material e Métodos

2.2.1 Área de estudo

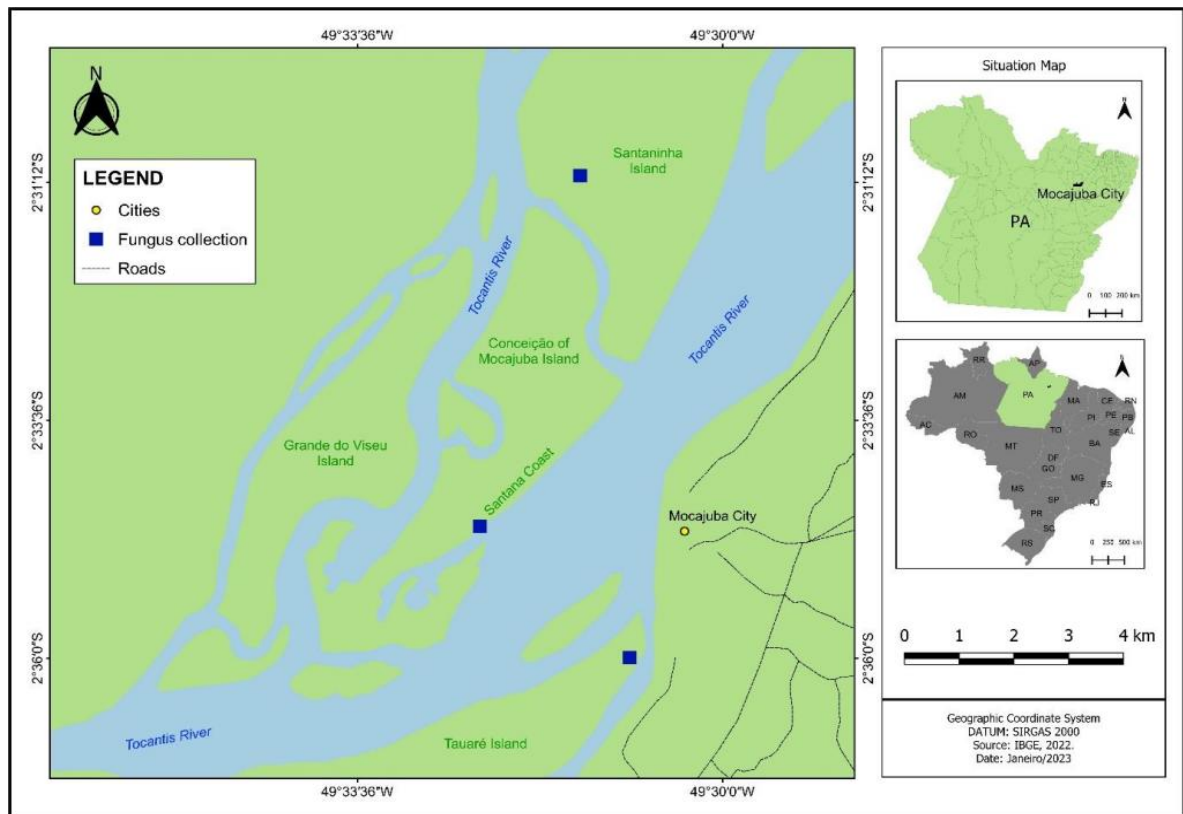
Localizado a 243,8 quilômetros da capital do Estado, na mesorregião do nordeste paraense e na microregião de Cametá (02°35'31"S, 49°28'60"O), o município de Mocajuba está integrado ao bioma Amazônia (IBGE, 2021). Com uma extensão territorial de 871.171 km², é um dos 11 municípios que compõem o Baixo Tocantins, que por sua vez faz parte da Bacia do Tocantins, a segunda em importância no Brasil (ALVES, 2019).

Os ecossistemas predominantes são os de terra firme – com as ilhas apresentando uma vegetação do tipo floresta ombrófila densa aluvial – e as áreas de várzea, manejadas e exploradas pela população ribeirinha na forma de monoculturas e para o agroextrativismo (NOGUEIRA; COSTA; ADAMI, 2018). Os padrões relacionados à umidade, pluviosidade e temperatura no município são alterados de acordo com os meses do ano. As temperaturas médias variam entre 25°C e 34°C, por exemplo. Porém, enquanto os índices de temperatura

começam a aumentar em julho, a umidade e a precipitação diminuem, determinando a chegada da estação seca (INMET, 2023).

Três ilhas foram selecionadas como áreas de estudo: Tauaré ($02^{\circ}35'56.3''S$, $49^{\circ}30'46.7''O$), Santaninha ($02^{\circ}31'13''S$, $49^{\circ}31'52''O$) e Costa Santana ($02^{\circ}34'37.2''S$, $49^{\circ}32'20.1''O$). As distâncias entre a ilha Santaninha e Costa Santana é de 6,46 km, entre Costa Santana e Tauaré equivale a 3,73 km, e entre Tauaré e Santaninha corresponde a 8,76 km. A ilha Tauaré apresenta uma plantação de cacau de cinco anos de idade, enquanto as ilhas Santaninha e Costa Santana possuem plantações de cacau com mais de 50 anos (Figura 1).

Figura 1 – Mapa do município de Mocajuba e suas ilhas principais.



Fonte: A autora.

2.2.2 Coleta e processamento

As coletas foram realizadas nos meses de junho e novembro de 2022, e novamente em junho de 2023. As épocas escolhidas para as viagens de campo marcam o início do verão e inverno amazônicos, respectivamente, onde os níveis relacionados à precipitação, umidade e temperatura variam de maneira significativa. Nas áreas de várzea selecionadas, parcelas de dois hectares foram demarcadas com a ajuda do GPS a fim de serem percorridas em um período de duas horas. De maneira geral, os macrofungos foram coletados com o auxílio de canivete e colocados em sacos de papel kraft; por sua vez, os exemplares mais frágeis foram depositados em caixas de plástico. As etapas de coleta, preservação e herborização foram baseadas na metodologia de Fidalgo e Bononi (1989) e Neves *et al.* (2013). Registros fotográficos dos espécimes foram efetuados, assim como a descrição do substrato e anotações das características principais dos basidiomas (tamanho, cor e consistência). As cores foram determinadas de acordo com a carta de cores de Kornerup e Wanscher (1978). Em seguida, os espécimes foram desidratados em estufa elétrica.

2.2.3 Análises morfológicas

As análises microscópicas foram realizadas a partir de cortes à mão livre da superfície himenial, do contexto e da superfície abhimenial com a ajuda de lâminas de aço. Os fragmentos foram colocados em lâmina com solução aquosa de hidróxido de potássio 3-5% e de floxina 1%. Para observações cianófilas foi utilizado o azul de Amann, que tingem de azul as paredes de hifas, basidiosporos e cistídios. Já o reagente de Melzer foi empregado na observação de reação amiloide (acinzentada, azulada ou violácea) ou dextrinoide (marrom-avermelhada) das paredes de basidiosporos, hifas e de outras microestruturas. A observação do sistema hifálico, forma e tamanho de estruturas férteis e estéreis foi igualmente usada na identificação (TEIXEIRA, 1995). As lâminas foram observadas em microscópio óptico para análise e mensuração das estruturas microscópicas. Para a identificação foram utilizados os trabalhos de Ryvarden (2002, 2004, 2005, 2014, 2016), Palacio (2021), Gomes-Silva *et al.* (2014) e literaturas específicas para cada grupo taxonômico.

2.2.4 Análises de riqueza e diversidade de espécies

Os dados coletados nas viagens de campo foram organizados em planilhas no programa Microsoft Excel 2019©. A partir dos dados brutos, a diversidade de espécies foi considerada através de medidas de frequência relativa entre as diferentes áreas de várzea selecionadas no estudo, além da estimativa dos índices de riqueza. Para a análise de diversidade, o índice escolhido foi o de Shannon-Wiener (representado por H'), calculado com base no número de indivíduos de cada espécie e no número total de espécimes amostrados. Quanto maior o índice de Shannon, maior a diversidade da amostra (NOLAN; CALLAHAN, 2006).

A frequência relativa das espécies foi determinada pela equação: $F = n / N \times 100$, sendo n o número de exemplares de uma espécie e N o número total de indivíduos encontrados. As seguintes classes de frequência foram consideradas quanto a ocorrência das espécies: $0,5 < F \leq 1,5\%$ = rara; $1,5 < F \leq 5\%$ = ocasional; $5 < F \leq 10\%$ = frequente; $F > 10\%$ = abundante (COUCEIRO; SOARES; COUCEIRO, 2022).

Por sua vez, o índice de riqueza é definido como o número total de espécies encontradas em uma determinada área. As análises envolvendo a riqueza de espécies e a similaridade entre as ilhas foram baseadas no índice de Jaccard, o qual mensura a similaridade entre conjuntos de amostras finitos através da relação entre a interseção e o tamanho da união desses mesmos conjuntos. Já a hipótese de heterogeneidade entre as três ilhas foi investigada com o auxílio dos testes Permdisp (teste de homogeneidade de dispersões multivariadas) e Permanova (análise de variância permutacional multivariada), também chamado de ANOVA por permutação. Por fim, as curvas de acumulação e bootstrap forneceram a estimativa de espécies aliada a confiabilidade dos testes. Todas as análises estatísticas foram realizadas no R 3.5.2 (R CORE TEAM, 2023).

2.3 Resultados

Foram coletados 173 espécimes de fungos, representando 81 espécies inseridas em 14 famílias da classe Agaricomycetes (Tabela 1) (Figura 2). Todas as espécies descritas simbolizam novos registros para o ecossistema de várzea nas três ilhas estudadas em Mocajuba. Da totalidade de espécies, seis foram consideradas novos registros para o Estado do Pará.

Tabela 1- Lista de espécies coletadas em Mocajuba. * Primeiro registro para o Pará. R = rara, O = ocasional, F = frequente e A= abundante.

Família	Espécie	Ilhas coletadas			Frequência	Distribuição
		Santaninha	Tauaré	Costa-Santana		
Cerreneaceae	<i>Cerrena caperata</i> (Berk.) Zmitr.	-	-	1	R	PE, RO, SP, PB, GO, AM, BA, PA, SC, MT, AC, RN, RR, AL, PR, RS, MG, PI, SE, TO, AP, MA, MS, RJ.
	<i>Cerrena hydroides</i> (Sw.) Zmitr.	-	1	2	O	PE, AM, SP, PA, RN, SC, CE, GO, BA, MS, PB, AL, RO, AC, PR, PI, RS, MT, RR, RJ, SE, MG, TO, AM, MA.
Fomitopsidaceae	<i>Antrodia albida</i> (Fr.) Donk	-	-	1	R	PA, RS, SC, SP, PE, ES, MG.
	<i>Fomitopsis roseoalba</i> A.M.S. Soares, Ryvarden & Gibertoni	-	-	2	O	PA, AP, AM.
	<i>Fomitopsis</i> sp.	-	1	-	R	PE, AM, PA, RO, BA, SP, RR, AM, AL, PR, PB, RS, SC, RJ, AC, MT, RN, SE, MS, MA, TO.
Ganodermataceae	<i>Amauroderma schomburgkii</i> (Mont. & Berk.) Torrend	-	1	-	R	SP, RO, SC, AP, PA, PE, AM, RR, ES, MT, BA, RJ, PR, PB, AC, AL, RS, MS, SE
	<i>Amauroderma</i> sp.	-	1	-	R	RO, PA, AM, SP, PE, MT, AP, PB, SC, BA, RR, GO, RJ, ES, RS, PR, AL, AC, SE, MS, MG, CE, MA, RN.
	<i>Ganoderma australe</i> (Fr.) Pat.	-	1	1	O	SC, SP, PA, RS, BA, RO, AM, PE, PR, AC, RR, AL, MS, RJ, MT, RN, ES, MG.
	<i>Ganoderma perzonatum</i> Murrill	-	-	1	R	SP, AM, AP, BA, SC, CE, RN, PA, RS, RR
Hymenochaetaceae	<i>Fomitiporia apiahyna</i> (Speg.) Robledo, Decock & Rajchenb.	-	1	-	R	RS, PE, SC, PA, SP, AM, AP, MG, GO, CE, PR, PB, RR, BA, AL, PI, RO, AC, MS, SE, MG, RJ
	<i>Fomitiporia baccharidis</i> (Pat.) Decock, Robledo & Amalfi	1	-	-	R	SC, RS, PE, SP, PR, GO, PA, AM, PB, MT, BA, RJ, AL, DF, RR, AM, CE, ES, PI, RO, AC, MS, RN, TO
	<i>Fomitiporia punctata</i> (P. Karst.) Murrill	1	-	-	R	PE, PA, AM, RR, AP
	<i>Fuscoporia callimorpha</i> (Lév.) Groposo, Log.-Leite & Góes-Neto	-	1	1	O	PE, SC, GO, PA, AP, PB, BA, RO, SP, CE, MT, RJ, SE, AL, DF.

Tabela 1- Lista de espécies coletadas em Mocajuba. * Primeiro registro para o Pará. R = rara, O = ocasional, F = frequente e A= abundante.

Família	Espécie	Ilhas coletadas			Frequência	Distribuição
		Santaninha	Tauaré	Costa-Santana		
	<i>Fuscoporia gilva</i> (Schwein.) T. Wagner & M. Fisch.	1	-	-	R	PE, SC, RS, SP, AM, RR, MT, PA, PR, MG, BA, RJ, AC, AL, ES, MS, GO, RO, TO, CE, PB.
	<i>Hymenochaete</i> sp.	1	-	-	R	
	<i>Phellinus fastuosus</i> (Lév.) S. Ahmad	1	-	-	R	PA, PE, PB, AM, RN, AL, AP, BA, RS, MT, PR, RR, CE, MS, PI, RO, SC.
	<i>Sclerotus extensus</i> (Lév.) Xavier de Lima	1	-	-	R	AM, PA*
Laetiporaceae	<i>Laetiporus persicinus</i> (Berk. & M.A. Curtis) Gilb.	-	1	-	R	SP, SC, PA, PE, RJ, BA, ES, MG.
Meripilaceae	<i>Rigidoporus crocatus</i> (Pat.) Ryvarde	-	1	1	O	RS, AL, PA, RO, SC, SP.
	<i>Rigidoporus lineatus</i> (Pers.) Ryvarde	6	-	4	F	SC, PE, AM, PA, SP, AL, RS, BA, AP, PB, RJ, AC, CE, PR, RR, MT, RO.
	<i>Rigidoporus microporus</i> (Sw.) Overeem	-	2	1	O	AM, RO, SP, SC, PA, PE, RS, MT, AP, RR, AC, BA, AL, CE, PR, GO, PB, MS, RN, RJ.
	<i>Rigidoporus ulmarius</i> (Sowerby) Imazeki	-	-	3	O	SC, RS, AM, SP, AP, PA, BA, PR, AL, PE, RR, CE, ES, RJ.
	<i>Rigidoporus undatus</i> (Pers.) Donk	1	-	-	R	AL, PA, SC, SP, AP, RS, RO.
	<i>Rigidoporus vinctus</i> (Berk.) Ryvarde	1	1	1	O	SP, AM, SC, RS, AP, PA, PE, AL, RO, RR, AC, BA, PR, CE, MT, MS.
	<i>Rigidoporus</i> sp. 1	-	-	1	R	
	<i>Rigidoporus</i> sp. 2	-	-	1	R	
	<i>Rigidoporus</i> sp. 3	-	-	1	R	
	<i>Rigidoporus</i> sp. 4	-	-	1	R	
<i>Rigidoporus</i> sp. 5	-	-	1	R		
Irpicaceae	<i>Ceriporia</i> sp.	-	-	1	R	.
Panaceae	<i>Panus</i> aff. <i>fasciatus</i> (Berk.) Singer	-	1	-	R	RS, PA*
	<i>Panus strigellus</i> (Berk.) Chardón & Toro	-	-	1	R	RS, AM, GO, PR, RR, AP, BA, SC, SP, GO, SC, AP, PE, RR, PA.

Tabela 1- Lista de espécies coletadas em Mocajuba. * Primeiro registro para o Pará. R = rara, O = ocasional, F = frequente e A= abundante.

Família	Espécie	Ilhas coletadas			Frequência	Distribuição
		Santaninha	Tauraré	Costa-Santana		
Phanerochaetaceae	<i>Panus neostrigosus</i> Drechsler-Santos & Wartchow	-	2	-	O	RS, SC, AM, BA, AC, PE, AP, RJ, SP, MS, RO, RR, MG, PA, PI.
	<i>Antrodiella angulatopora</i> Ryvarden	-	-	1	R	AM, PE, SP, PA, BA, RS, AC, AL, MG, PB, RR, GO, ES, PR, RN, RJ, RO, SC, MS, MG, TO, AP, CE, DF, SE
Pleurotaceae	<i>Pleurotus djamor</i> (Rumph. ex Fr.) Boedijn	-	-	1	R	SP, AM, RS, PR, SC, MS, PR, PE, ES, TO, PA.
Podoscyphaceae	<i>Podoscypha aculeata</i> (Berk. & M.A. Curtis) Boidin	-	4	1	O	SP, PR, PA.*
	<i>Podoscypha bubalina</i> D.A. Reid	-	-	1	R	PE, PA.*
Polyporaceae	<i>Cubamyces lactineus</i> (Berk.) Lücking	1	-	2	O	RO, PA, MT, PE, AM, RS, BA, AL, PR, RR, SC, SE, SP.
	<i>Cubamyces menziesii</i> (Berk.) Lücking	-	2	-	O	PA, RS.
	<i>Earliella scabrosa</i> (Pers.) Gilb. & Ryvarden	1	8	11	A	AM, RO, PE, RR, BA, PA, MT, AC, SC, GO, PR, SP, RS, PB, AL, AP, CE, ES, MA, SE, TO.
	<i>Favolus yanomamii</i> Palacio & Menolli	-	1	-	R	ES, MT, PA, SC.
	<i>Favolus brasiliensis</i> f. brasiliensis (Fr.) Fr.	1	-	1	O	SP, AM, RS, SC, PR, RR, AC, BA, PE, MG, PB, PA, RJ, RO, DF, MT, MS, AL, ES, GO, RN.
	<i>Favolus radiatifibrillosus</i> Palacio & R.M. Silveira	1	-	-	R	RS, BA, SP
	<i>Grammothele fuligo</i> (Berk. & Broome) Ryvarden	-	1	-	R	AM, RO, RS, PA, BA, PE, AM, RR, AC, PR, SC, SP.
	<i>Grammothele lineata</i> Berk. & M.A. Curtis	1	-	-	R	PE, RS, AL, PB, PA, PI, RR, AM, BA, CE, RO, MG, SE, SP.
	<i>Grammothele subargentea</i> (Speg.) Rajchenb	-	-	1	R	RS, AP, PE, SP, AL, RR, SC, BA, PB, AC, AM, MT, PR, PA.
	<i>Lentinus atrobrunneus</i> Pegler	1	-	-	R	PA*
<i>Lentinus berteroi</i> (Fr.) Fr.	1	4	1	O	GO, PE, AP, CE, PI, PB, BA, SP, MG, PR, PA, SC.	
<i>Lentinus concavus</i> (Berk.) Corner	2	-	-	O	AM, MS, PA*	

Tabela 1- Lista de espécies coletadas em Mocajuba. * Primeiro registro para o Pará. R = rara, O = ocasional, F = frequente e A= abundante.

Família	Espécie	Ilhas coletadas			Frequência	Distribuição
		Santaninha	Tauaré	Costa-Santana		
	<i>Lentinus crinitus</i> (L.) Fr.	2	-	1	O	RS, SC, SP, PB, AM, BA, RN, PE, PA, MS, RR, RO, AL, PR, GO, MT, RJ, CE, MG, AC, AM, ES, SE, MA, PI.
	<i>Lentinus nigroosseus</i> Pilát	1	-	-	R	SP,PA*
	<i>Lentinus tricholoma</i> (Mont.) Zmitr.	1	1	1	O	SP, SC, AM, PE, RS,MA, PR, AC, RR, PA, BA, GO, CE, RJ, RO, AL, AM, PA, RN, TO.
	<i>Lentinus</i> sp. 1	1	-	-	R	
	<i>Lentinus</i> sp. 2	1	-	-	R	
	<i>Lentinus</i> sp. 3	-	1	-	R	
	<i>Lentinus</i> sp. 4	1	-	-	R	
	<i>Megasporoporia</i> sp.	1	-	-	R	
	<i>Megasporoporia cavernulosa</i> (Berk.) C.R.S. Lira & T.B. Gibertoni	-	1	-	R	AM, RR, PE, SC, CE, RN, RO, SP, PB, PA, RS, SE, AL, BA, PI.
	<i>Microporellus dealbatus</i> (Berk. & M.A. Curtis) Murrill	-	1	-	R	PA, RO, AP, AM, RR, GO, MS, MG, SC, SP.
	<i>Perenniporia martia</i> (Berk.) Ryvarden	-	-	1	R	SC, PA, AM, RO, PE, SP, GO, PB, BA, RN, AL, MT, PR, AP, MS, RS.
	<i>Perenniporia minutopora</i> Ryvarden & Decock	-	-	1	R	PA, AM, AC.
	<i>Perenniporia sinuosa</i> Ryvarden	-	1	-	R	AM, PA*
	<i>Polyporus guianensis</i> Mont.	4	-	1	O	SC, SP, PA, GO, PE, RS, AP, AM, RJ, PR, BA, AL, AC, RO, RR, CE, MT, PB
	<i>Polyporus leprieurii</i> Mont.	1	-	-	R	PA, PE, AM, RO, SC, CE, RR, AC, GO, MT, SP, PB, AL, BA, AP, PR, RS, PI, SE, MA, RN, RJ.

Tabela 1- Lista de espécies coletadas em Mocajuba. * Primeiro registro para o Pará. R = rara, O = ocasional, F = frequente e A= abundante.

Família	Espécie	Ilhas coletadas			Frequência	Distribuição
		Santaninha	Tauraré	Costa-Santana		
	<i>Pycnoporus sanguineus</i> (L.) Murrill,	-	-	1	R	SP, RS, AM, SC, PE, BA, GO, RO, PB, PR, MS, AC, ES, PA, RN, RJ, MT, MA, AL, MG, CE, PI, RR, AP, SE, DF, TO.
	<i>Tinctoporellus isabellinus</i> Ryvarden & Iturriaga	1	-	3	O	AM, PA.
	<i>Trametes cotonea</i> (Pat. & Har.) Ryvarden	1	-	-	R	RR, AM, PA, BA, MG, RS, RO.
	<i>Trametes elegans</i> (Spreng.) Fr	8	1	7	F	AM, PA, SP, AC, GO, RS, RO, RR, SC, MA, PR, TO, AP, BA, RJ, DF, MG.
	<i>Trametes maxima</i> (Mont.) A. David & Rajchenb	2	1	5	O	PR, PA, SC, AC, RS, RR, AM.
	<i>Trametes membranacea</i> (Sw.) Kreisel	-	-	1	R	RS, SC, PE, AM, PB, SP, AL, PA, AM, BA, RJ, RR, AC, MA, MS, PR, RO
	<i>Trametes nivosa</i> (Berk.) Murrill,	-	2	-	O	AM, PE, RO, DF, PI, RJ, SC, SP, MT, RR, PA, AC, PR, MA.
	<i>Trametes pavonia</i> (Hook.) Ryvarden	-	-	1	R	PE, GO, AM, RS, SC, BA, AL, PI, RR, SP, PR, RO, AC, AP, CE, MS, RJ, TO, PA.
	<i>Trametes supermodesta</i> Ryvarden & Iturr.	-	1	-	R	RO, AM, PB, RR, PA, PE, GO, CE, PI, AM, MG
Schizophyllaceae	<i>Schizophyllum commune</i> Fr.	-	1	-	R	AM, PE, SC, SP, RS, BA, GO, PB, AC, CE, PA, RO, PR, MS, ES, MG, RN, AL, RJ, PI, MT, AP, RR, DF, SE, MA
Steccherinaceae	<i>Flaviporus liebmannii</i> (Fr.) Ginns	-	2	-	O	SP, PA, SC, AC, AM, AL, RS, PR, ES, MG, RR.
	<i>Nigroporus rigidus</i> Ryvarden	2	-	-	O	PA, AP, AM, RO, RO.
Incertae sedis	<i>Larssoniporia tropicalis</i> (Cooke) Y.C. Dai, Jia J. Chen & B.K. Cui,	1	-	-	R	SP, RS, AC, SC
	<i>Trichaptum deviatum</i> Ryvarden	-	-	1	R	PB, PA.*
	<i>Trichaptum byssogenum</i> (Jungh.) Ryvarden	-	2	-	O	PA, AM, RR, AC, BA, SP, MS, GO, MT, MG, PE, PI, RS, SC, TO.
	<i>Trichaptum griseofuscum</i> (Mont.) Ryvarden & Iturr	1	-	-	R	PA, BA, PB, AP, RJ, RO.

Tabela 1- Lista de espécies coletadas em Mocajuba. * Primeiro registro para o Pará. R = rara, O = ocasional, F = frequente e A= abundante.

Família	Espécie	Ilhas coletadas			Frequência	Distribuição
		Santaninha	Tauaré	Costa Santana		
	<i>Trichaptum sector</i> (Ehrenb.) Kreisel	-	1	-	R	SC, SP, AM, PE, RS, BA, AL, PA, RR, PB, GO, RO, ES, AC, AP, TO, DF, MG, MS, PR, RJ.

Fonte: A autora.

Figura 2 – Espécies registradas em campo. A) *Trichaptum byssogenum* (Jungh.) Ryvarden; B) *Fuscoporia callimorpha* (Lév.) Groposo, Log.-Leite & Góes-Neto; C) *Fuscoporia gilva* (Schwein.) T. Wagner & M. Fisch.; D) *Cubamyces menziesii* (Berk.) Lücking; E) *Ganoderma australe* (Fr.) Pat; F) *Earliella scabrosa* (Pers.) Gilb. & Ryvarden; G) *Favolus brasiliensis* f. *brasiliensis* (Fr.) Fr; H) *Laetiporus persicinus* (Berk. & M.A. Curtis) Gilb.; I) *Grammothele fuligo* (Berk. & Broome) Ryvarden; J) *Lentinus berteroi* (Fr.) Fr.

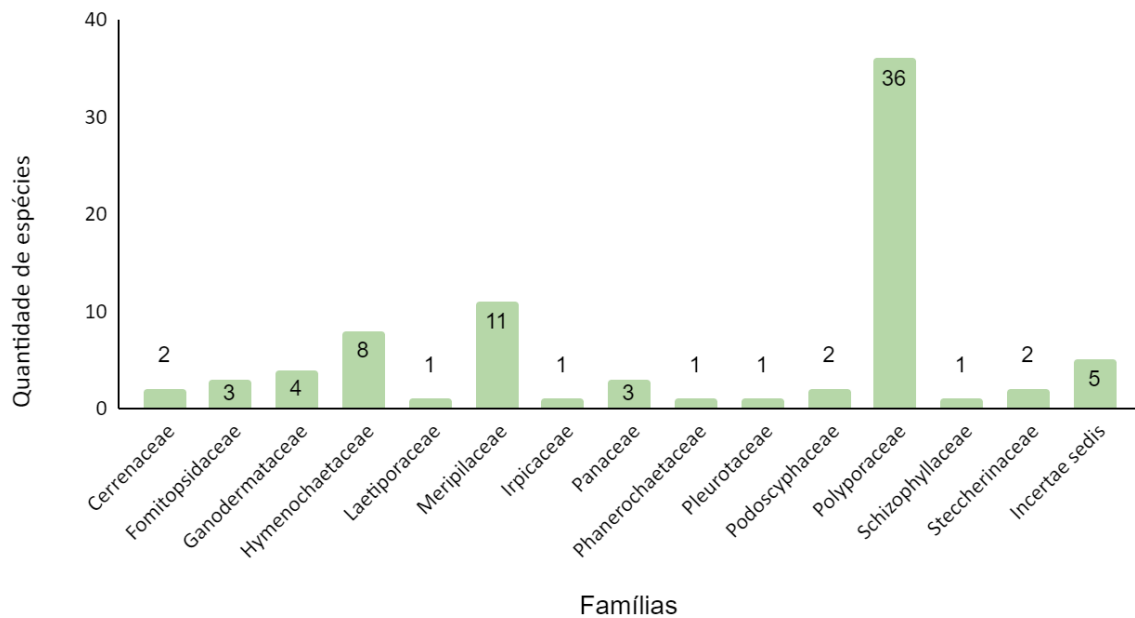


Fonte: A autora.

Das 14 famílias de Agaricomycetes identificadas nas análises morfológicas, Polyporaceae apresentou o maior número de espécies coletadas nas ilhas de várzea (36), seguida por Meripilaceae (11) e Hymenochaetaceae (08) (Figura 3). Quando o número absoluto de espécies e espécimes foi comparado entre as ilhas, Costa Santana apresentou a maior quantidade de indivíduos coletados (70) e espécies identificadas (40). A ilha Santaninha ocupou a segunda

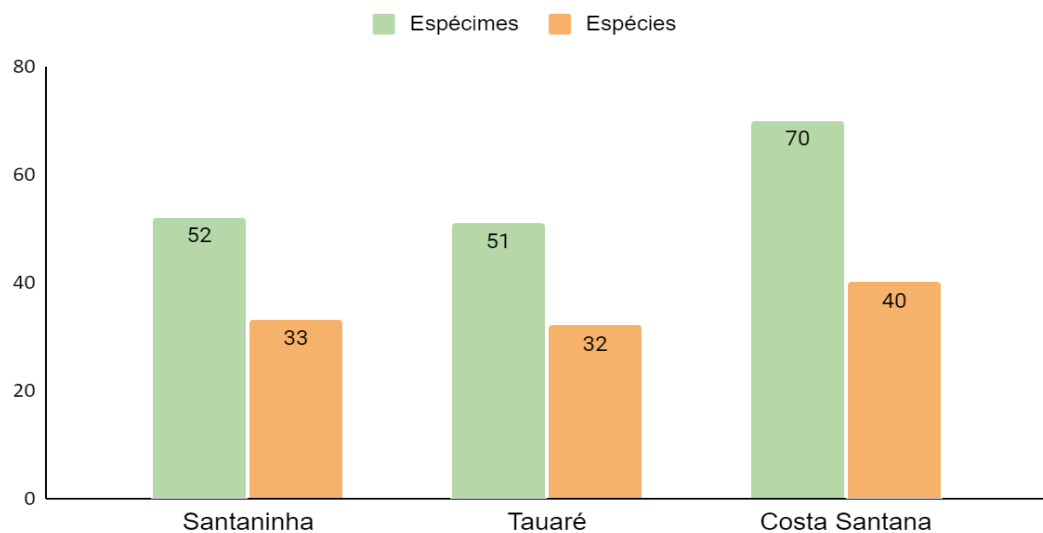
colocação, com 52 espécimes e 33 espécies, seguida de perto por Tauaré, com 51 indivíduos e 32 espécies (Figura 4).

Figura 3 – Distribuição do número de espécies coletadas por família da classe Agaricomycetes.



Fonte: A autora.

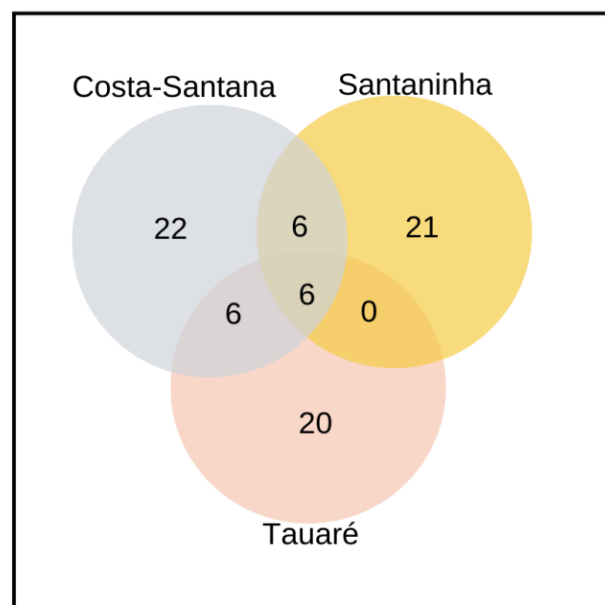
Figura 4 – Quantidade de espécimes e espécies registradas nas ilhas de várzea.



Fonte: A autora.

De acordo com a composição das espécies registradas nas ilhas, 22 foram exclusivamente observadas em Costa Santana, 21 espécies em Santaninha e 20 na ilha Tauaré. Por sua vez, as três ilhas compartilham seis espécies entre elas. O mesmo número de espécies idênticas foi encontrado entre Costa Santana/Santaninha e Costa Santana/Tauaré. Curiosamente, Santaninha não apresentou nenhuma espécie associada apenas com Tauaré, mas exibiu seis delas apenas com Costa Santana (Figura 5).

Figura 5 - Riqueza única e compartilhada das espécies de macrofungos das ilhas de Mocajuba.



Fonte: A autora.

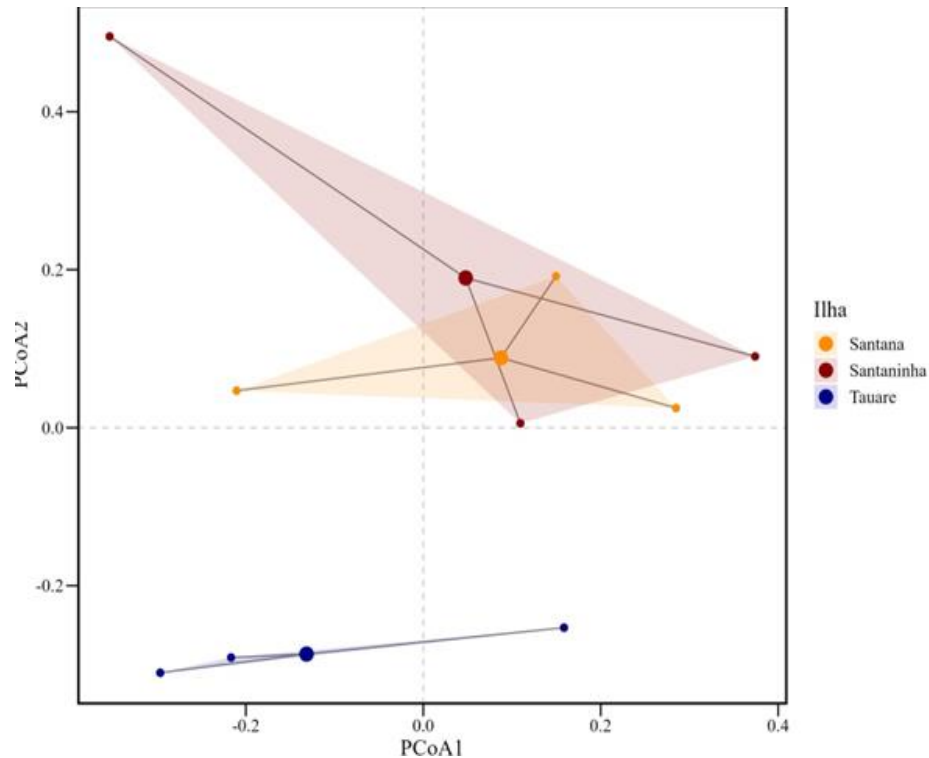
A análise da totalidade dos dados forneceu um índice de Shannon equivalente a 3,90 para as três ilhas. Como evidenciado pelo número absoluto de espécies e espécimes coletados, Costa Santana apresentou a maior diversidade entre as três ilhas (4,84) (indicada pelo respectivo índice de Shannon), seguida de Santaninha (4,34) e Tauaré (4,33). De acordo com as classes de frequência assumidas pelo estudo, as três ilhas apresentaram 54 espécies estimadas como raras, 24 ocasionais, duas frequentes e uma abundante. *Trametes elegans* (Spreng.) Fr. (16 indivíduos) e *Rigidoporus lineatus* (Pers.) Ryvardeen (10 espécimes) foram as espécies consideradas como frequentes, enquanto *Earliella scabrosa* (Pers.) Gilb. & Ryvardeen foi apontada como abundante (20 indivíduos). Cada ilha analisada isoladamente mostrou pelo menos um desses macrofungos na sua lista de espécies abundantes.

Earliella scabrosa (11 espécimes), *Trametes elegans* (Spreng.) Fr. (7 espécimes) e *Trametes maxima* (Mont.) A. David & Rajchenb (5 espécimes) foram as espécies mais abundantes em Costa Santana. *Rigidoporus lineatus* (Pers.) Ryvarden, ao contrário das outras duas ilhas, foi uma das espécies mais representativas em Santaninha (com seis indivíduos), ocupando a segunda colocação ao lado de *Trametes elegans* (Spreng.) Fr. (8) e *Polyporus guianensis* Mont. (4). Assim como em Costa Santana, a espécie mais abundante em Tauaré foi *Earliella scabrosa* (8), seguida de *Podoscypha aculeata* (Berk. & M.A. Curtis) Boidin (4) e *Lentinus berteroi* (Fr.) Fr. (4).

Conduzida a fim de avaliar a homogeneidade da dispersão das composições de espécies entre os grupos Costa Santana, Santaninha e Tauaré, a análise Permdisp não mostrou diferença significativa entre as ilhas ($p = 0,173$). Assim como observado para cada um dos grupos de maneira isolada, os grupos específicos Costa Santana/Santaninha, Costa Santana/Tauaré e Santaninha/Tauaré também mostraram uma composição de espécies uniforme. Desta forma, não há evidência estatística para sugerir variações na dispersão das composições de espécies entre os grupos considerados (Figura 6).

A análise Permanova, assim como o Permdisp, não revelou variação na composição de espécies de fungos entre as três ilhas ($p = 0,374$). Embora uma porção considerável da variabilidade seja explicada pelo tratamento dos dados ($R^2 = 0.25737$), o teste de hipóteses (F-test) não forneceu evidências suficientes para rejeitar a hipótese nula de inexistência de diferenças significativas entre os tratamentos. Assim, com base nos resultados dos testes estatísticos e na distância de Jaccard, salienta-se que não existe uma diferença estatisticamente significativa na composição de espécies de fungos entre as três ilhas coletadas (Figura 6).

Figura 6 – Dispersão das espécies nas três ilhas de Mocajuba.



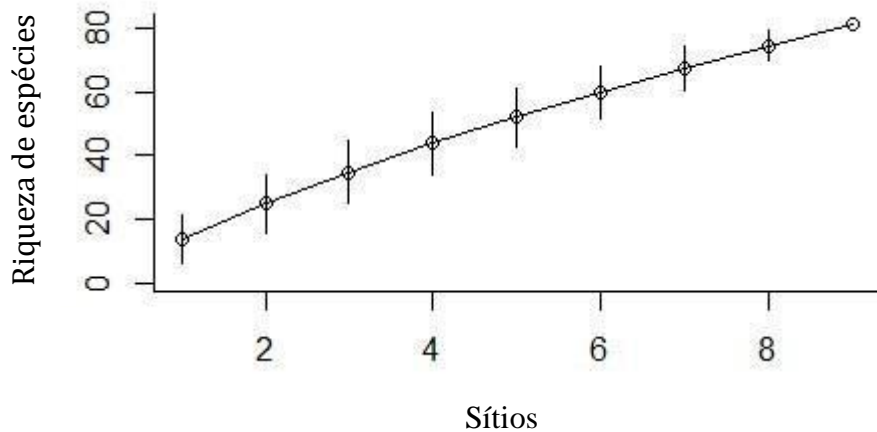
Fonte: A autora.

O método não paramétrico de bootstrap forneceu estimativas da riqueza da comunidade através de reamostragens acompanhadas de intervalos de confiança de 95% e desvio padrão. Conforme o número de amostras cresce, o valor de bootstrap aumenta de 3 para 9, e a riqueza estimada da comunidade aumenta de 43.91 para 104.15. Conseqüentemente, os intervalos de confiança tornaram-se progressivamente mais estreitos, indicando uma maior precisão nas estimativas à medida que a amostragem amplia. Notavelmente, para $N = 9$, a estimativa de riqueza estabiliza em 104.15, com um desvio padrão de 0, sugerindo consistência e robustez na avaliação da diversidade da comunidade com base nos dados disponíveis.

A análise combinada das três ilhas ao longo das nove coletas revela uma curva de acumulação que indica um aumento inicial rápido na riqueza de espécies à medida que mais amostras são coletadas. Entretanto, conforme a amostragem progride, a curva demonstra sinais de estabilização, sugerindo que a maioria das espécies presentes nas três ilhas foi identificada durante o período de coleta. Essa dinâmica de acumulação fornece informações valiosas sobre

a diversidade biológica nas ilhas, indicando que a descoberta de novas espécies tende a diminuir à medida que a amostragem avança (Figura 7).

Figura 7 – Curva de acumulação de espécies.



Fonte: A autora.

2.4 Discussão

Apesar dos valores obtidos nas análises de diversidade e riqueza serem praticamente os mesmos para as três ilhas de Mocajuba, Costa Santana revelou-se com os maiores índices, seguida de Santaninha e Tauaré. Uma vez que as viagens de campo aconteceram em dois períodos distintos no ano, aspectos climatológicos provavelmente interferiram na quantidade de espécimes observados no ecossistema de várzea. Em junho de 2022 foram coletados 70 macrofungos da classe Agaricomycetes, um valor 25% maior em comparação a novembro do mesmo ano (56). Tradicionalmente, junho apresenta um maior índice de precipitação e umidade na região Norte em contraste ao mês de novembro (174,4 mm/78,9%) (INMET, 2023).

Entretanto, fatores alheios ao clima têm o potencial de alterar a riqueza e diversidade de organismos em uma determinada área. Em junho de 2023, houve um decréscimo de aproximadamente 49% no número de espécimes em comparação ao mesmo período do ano anterior, com 47 indivíduos coletados. Uma das ilhas sofreu o impacto da derrubada de sua vegetação nativa e retirada do material lenhoso na limpeza do terreno, diminuindo assim a oferta de substrato para o crescimento dos macrofungos. Aliada aos aspectos abióticos, a disponibilidade de matéria orgânica está em uma relação diretamente proporcional ao número

de fungos observados no ecossistema. Ou seja, quanto maior a quantidade e qualidade do substrato, maior será a quantidade e diversidade da comunidade fúngica (FERREIRA, 2018).

Atributos geográficos e edáficos podem explicar a diferença encontrada nos índices de riqueza entre as ilhas. O solo de Costa Santana apresenta uma elevada fertilidade em todas as suas camadas, sendo fundamental para o desenvolvimento de espécies vegetais (BOTELHO, 2023). Trata-se de uma área manejada com mais de 50 anos, formada por palmeiras nativas e espécies arbóreas como a seringueira, açazeiro, cacauzeiro e andiroba. Por outro lado, diferentemente de Costa Santana, existem igarapés ao longo das plantações das ilhas Tauaré e Santaninha. A ação hídrica no período das cheias acaba por selecionar as espécies vegetais e fúngicas mais adaptadas às variações sazonais do ecossistema. Na verdade, a especialização assumida pelos organismos ao longo das planícies alagáveis faz com que a riqueza e diversidade seja menor em comparação ao ecossistema de terra firme (KOWALSKA *et al.*, 2020; YU *et al.*, 2023).

De fato, o valor relacionado à riqueza de espécies de macrofungos nas ilhas de várzea foi menor em comparação ao apresentado em regiões de terra firme na Amazônia legal. Coletas realizadas na Floresta Nacional de Caxiuanã, localizada à noroeste do Estado do Pará, mostraram índices de até 130 espécies de Agaricomycetes contra 81 nas ilhas de várzea (GIBERTONI *et al.*, 2013; SOTÃO *et al.*, 2009). Números significativos de espécies (100) também foram encontrados em Serra do Navio, município localizado a oeste do Estado do Amapá (XAVIER *et al.*, 2018), assim como em um fragmento de floresta ombrófila densa nos arredores da HPP Silvio Braga, situado no oeste do Pará (91 espécies) (COUCEIRO; SOARES; COUCEIRO, 2022).

Mesmo que os organismos decompositores sejam favorecidos pela matéria orgânica e resíduos lenhosos trazidos pelas águas dos rios, essa vantagem não é traduzida em uma riqueza e diversidade maiores em comparação a outros ecossistemas. Em uma análise comparativa da composição de macrofungos em mata de terra firme, mata de várzea, mata de igapó, mancha savanoide e capoeira, a ocorrência de espécies do filo Basidiomycota foi maior em terra firme, com a observação de apenas uma espécie de macrofungo em mata de várzea, *Stereum ostrea* (Blume & T. Nees) Fr. (SOTÃO *et al.*, 1997). E assim como observado nas ilhas de várzea, a família Polyporaceae também se destacou no número e diversidade de espécies em outras áreas do bioma Amazônia (GIBERTONI *et al.*, 2013; MEDEIROS *et al.*, 2013; SOTÃO *et al.*, 1997; XAVIER *et al.*, 2018).

Estudos amazônicos envolvendo fungos associados ao ecossistema de várzea, além dos microfungos conidiais (CASTRO; GUTIERREZ; SOTÃO, 2012), são escassos, principalmente quando relacionam a riqueza e diversidade dos macrofungos. Os dados levantados neste estudo são pioneiros e fundamentais para o avanço do conhecimento e a compreensão da diversidade dos Agaricomycetes em áreas de floresta de várzea, onde a carência de estudos envolvendo a taxonomia de fungos macroscópicos não reflete a importância ecológica deste ecossistema. Assim, torna-se incontestável a importância da ampliação e intensificação dessas pesquisas, uma vez que os dados demonstram o potencial de novas espécies exclusivas dessas áreas.

2.5 Conclusão

As florestas de várzea da Amazônia são locais ecologicamente ricos e que necessitam de uma atenção maior em relação às pesquisas sobre macrofungos, subrepresentados neste tipo de ecossistema. Os aspectos inerentes ao ambiente periodicamente alagado forçam as mais diversas espécies a se adaptarem. Uma vez que desempenham um papel chave no ciclo ecológico e na transformação da matéria orgânica oriunda das enchentes sazonais, estudos taxonômicos e sistemáticos dos fungos macroscópicos podem fornecer informações valiosas nas mais diversas vertentes científicas, da pesquisa básica à pesquisa aplicada. Assim, os resultados apresentados nesse estudo pioneiro demonstram o potencial a ser descoberto acerca desses organismos na floresta de várzea.

2.6 Agradecimentos

O presente estudo foi realizado com apoio da Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior - Brasil (CAPES) - Código de Financiamento 001. Agradecimentos à Fundação Amazônia de Amparo a Estudos e Pesquisas (FAPESPA). Ao Museu Paraense Emílio Goeldi (MPEG) e Universidade Federal Rural da Amazônia (UFRA) pelo apoio e disponibilidade de estrutura física para a realização dessa pesquisa.

REFERÊNCIAS

- ALMEIDA, S. S.; AMARAL, D. D.; SILVA, A. S. L. Análise florística e estrutura de florestas de várzea no estuário amazônico. **Acta amazonica**, v. 34, n. 4, p. 513-524, 2004.
- ALVES, V. M. Corpo e ambiente no mundo da vida das ilhas de Mocajuba (PA): uma etnografia sensorial sobre o campesinato amazônico. **Papers do NAEA**, v. 28, n. 3, p. 153-177, 2019.
- BARROS, D. J. *et al.* Microbial metabolic activity in Amazon floodplain forest and agricultural soils. **Frontiers in Microbiology**, v. 14, p. 12, 2023.
- BOTELHO, E. V. D. Avaliação da fertilidade de solos de Cacau de Várzeas, Mocajuba-PA. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE QUÍMICA, 62., 2023, Natal. **Anais eletrônicos [...]**. Natal: UFRN, 2023. p. 01-18.
- CASTRO, C. C.; GUTIÉRREZ, A. H.; SOTÃO, H. M. P. Conidial Fungi on *Euterpe oleracea* Mart. on Combu Island, Pará, Brazil. **Acta Botanica Brasilica**, v. 26, p. 761-771, 2012.
- CHOUERI, R. B.; AZEVEDO, J. A. R. Biodiversidade e impacto de grandes empreendimentos hidrelétricos na Bacia Tocantins-Araguaia: uma análise sistêmica. **Sociedade & Natureza**, v. 29, n. 3, p. 443-457, 2017.
- COUCEIRO, D. M., SOARES, A. M., COUCEIRO, S. R. M. Contribution to the knowledge of Polypores (Agaricomycetes) in the Amazonian Forest, with 16 new records for the state of Pará, Brazil. **Research, Society and Development**, v. 11, n. 14, p. 15, 2022.
- FERREIRA, L. F. *et al.* Composição e riqueza de macrofungos da madeira em três estruturas vegetacionais de uma área de Floresta Ombrófila Mista impactada. In: HAYATA, M. A. et al. (org.) **Ecologia de campo: ambientes costeiros e montanos**. Florianópolis: Programa de Pós-Graduação em Ecologia, Universidade Federal de Santa Catarina, 2018, p. 189-201.
- FIDALGO, O., BONONI, V. L. R. **Técnicas de coleta, preservação e herborização de material botânico**. São Paulo: Instituto de Botânica, p. 62, 1989.
- GIBERTONI, T. B. *et al.* Poroid fungi (Agaricomycetes, Basidiomycota) in the National Caxiuanã Forest. In: Lisboa, P. L. B. (org.). **Caxiuanã, paraíso ainda preservado**. Pará: Museu Paraense Emílio Goeldi, 2013, p. 397-409.
- GIBERTONI, T. B. *et al.* Agaricomycetes in the Atlantic Rain Forest in Northeast Brazil. **Boletim do Museu de Biologia Mello Leitão**, v. 36, p. 51-61, 2014.
- GIBERTONI, T. B. *et al.* Distribution of poroid fungi (Basidiomycota) in the Atlantic Rain Forest in Northeast Brazil: implications for conservation. **Biodiversity and conservation**, v. 24, p. 2227-2237, 2015.
- GOMES-SILVA, A. C. *et al.* Two new species of *Rigidoporus* (Agaricomycetes) from Brazil and new records from the Brazilian Amazonia. **Phytotaxa**, v. 156, n. 4, p. 191-200, 2014.
- IBGE - INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA. **Cidades e Estados: Mocajuba**. Rio de Janeiro, RJ: IBGE, 2021. Disponível em: <https://www.ibge.gov.br/cidades-e-estados/pa/mocajuba.html>. Acesso em: 03 out. 2022.

INMET - INSTITUTO NACIONAL DE METEOROLOGIA. **Gráficos e relatórios climatológicos**. Ministério da Agricultura e Pecuária: Brasília, DF. Disponível em: <http://www.inmet.gov.br>. Acesso em: 20 dez. 2023.

KORNERUP, A.; WANSCHER, J.H. **Methuen Handbook of Colour**. 3 ed. London: Eyre Methuen. 1978, 252 p.

KOWALSKA, N. *et al.* Analysis of floodplain forest sensitivity to drought. **Philosophical Transactions of the Royal Society B**, v. 375, n. 1810, p. 07, 2020.

MAUÉS, B. A. R. *et al.* Composição florística e estrutura do estrato inferior da floresta de várzea na área de proteção ambiental Ilha do Combu, município de Belém, Estado do Pará. **Revista Árvore**, v. 35, n. 3, p. 669-677, 2011.

MAZUMDER, M.; Roy, S.; Sarkar, A. K. Pharmacological and therapeutic value of bamboo mushroom *Phallus indusiatus* (Agaricomycetes). **Italian Journal of Mycology**, v. 51, p. 47-57, 2022.

MEDEIROS, P. S. *et al.* Fungos poroides (Agaricomycetes) no sítio do programa de biodiversidade da Amazônia (PPBIO) em Caxiuanã. *In*: LISBOA, P. L. B. (org.). **Caxiuanã, paraíso ainda preservado**. Pará: Museu Paraense Emílio Goeldi, 2013, p. 375-385.

NEVES, M. A., BASEIA, I. G., DRECHSLER-SANTOS, E. R., GÓES-NETO, A. **Guide to the common fungi of the semiarid region of Brazil**. Florianópolis, Brasil: TECC Editora, p. 132, 2013.

NOGUEIRA, K. N. S., COSTA, F. A., ADAMI, M. Território e trabalho: análise geoeconômica com base em trajetórias camponesas. **Novos Cadernos NAEA**, v. 21, n. 1, p. 117-137, 2018.

NOLAN, K. A., CALLAHAN, J. E. Beachcomber biology: The Shannon-Weiner species diversity index. *In*: O'DONNELL, M. A. (org.). **Tested studies for laboratory teaching**. Proceedings of the 27th Workshop/Conference of the Association for Biology Laboratory Education (ABLE), 2006, p. 334-338.

OLIVEIRA, M. F. R. Tocantins: lugar de memórias e identidades. **Revista Mosaico-Revista de História**, v. 1, n. 2, p. 163-168, 2008.

PALACIO, M. *et al.* An overview of *Favolus* from the Neotropics, including four new species. **Mycologia**, v. 113, n. 4, p. 759-775, 2021.

PRANCE, G. T. Notes on the vegetation of Amazonia III. The terminology of Amazonian forest types subject to inundation. **Brittonia**, v. 31, n.1, p. 26-38, 1979.

R CORE TEAM. **R: A language and environment for statistical computing**. R Foundation for Statistical Computing, Vienna. Disponível em: <https://www.R-project.org>. Acesso em: 10 jun. 2023.

RYVARDEN, L. A note on the genus *Hydnodon* Banker. Some neotropical wood inhabiting fungi. **Synopsis Fungorum**, v. 15, p. 31-33, 2002.

RYVARDEN, L. Neotropical polypores Part 1. Introduction, Ganodermataceae & Hymenochaetaceae. **Synopsis Fungorum**, v. 19, p. 238, 2004.

RYVARDEN, L. **The genus *Inonotus* – a Synopsis**. Oslo: Fungiflora, 2005, 150 p.

- RYVARDEN, L. Studies in Neotropical polypores 37. Some new and interesting species from tropical America. **Synopsis Fungorum**, v. 32, p. 58–67, 2014.
- RYVARDEN, L. Neotropical polypores Part 3, Polyporaceae, *Obba-Wrightoporia*. **Synopsis Fungorum**, v. 46, p. 445–613, 2016.
- SOTÃO, H. M. P. *et al.* Os fungos - Basidiomycotina. *In*: LISBOA, P. L. B. (org.). **Caxiuanã**. Pará: Museu Paraense Emilio Goeldi, 1997, p. 213-219.
- SOTÃO, H. M. P. *et al.* Fungos macroscópicos da Floresta Nacional de Caxiuanã, Pará, Brasil: Basidiomycota (Agaricomycetes). *In*: LISBOA, P. L. B. (org.). **Caxiuanã: Desafios para conservação de uma Floresta Nacional na Amazônia**. Pará: Museu Paraense Emílio Goeldi. 2009, p. 383-396.
- TEIXEIRA, A. R. **Métodos para estudo das hifas do basidiocarpo de fungos poliporáceos**. Manual nº 6. Instituto de Botânica: São Paulo, p. 20, 1995.
- WITTMANN, F. *et al.* A Review of the Ecological and Biogeographic Differences of Amazonian Floodplain Forests. **Water**, v. 14, n. 21, p. 28, 2022.
- XAVIER, W. K. *et al.* Riqueza de Agaricomycetes poroides da Serra do Navio, Amazônia oriental, com novo registro de *Oxyporus lacera* para o Brasil. **Boletim Do Museu Paraense Emílio Goeldi**, v. 13, n. 3, p. 303-315, 2018.
- YU, Y. *et al.* Distinct response patterns of plants and soil microorganisms to agronomic practices and seasonal variation in a floodplain ecosystem. **Frontiers in Microbiology**, v. 14, 2023.
- ZAPPI, D. C. Tipos de vegetação da Amazônia com ênfase no Pará. *In*: IMPERATRIZ-FONSECA, V. L.; ALVES, D. A. (org.). **Abelhas sem ferrão do Pará: a partir das expedições científicas de João M. F. Camargo**. Instituto Tecnológico Vale, Belém, PA, 2020, p. 17-31.

Capítulo 2



3 FILOGENIA E COMPOSIÇÃO QUÍMICA DE FUNGOS LENTINOIDES (AGARICOMYCETES, POLYPORALES) DA AMAZÔNIA BRASILEIRA

Vitória P. Farias, Maria P. S. Progene, Adriene M. S. Soares

RESUMO

Atualmente, os fungos lentinoides estão distribuídos em seis gêneros pertencentes a três ordens, com várias linhagens exibindo relações evolutivas mais próximas aos fungos poliporoides. Espécies como *Lentinus crinitus*, *Panus lecomtei* e *Lentinula edodes* são conhecidas pelo potencial medicinal, gastronômico e biotecnológico. Para a Amazônia, ainda existem poucos estudos sobre a taxonomia e a composição química desse grupo de fungos. Assim, o objetivo deste estudo foi inferir as relações filogenéticas de fungos lentinoides obtidos em ilhas de várzea do município de Mocajuba-PA, bem como estabelecer a composição química e bioquímica das principais espécies coletadas. Os dados obtidos nas análises filogenéticas baseadas nas sequências do espaçador interno transcrito do DNA ribossomal mostraram que as espécies identificadas agruparam-se em três gêneros de fungos lentinoides: *Lentinus*, *Lentinula* e *Panus*. O clado formado pelo gênero *Panus* é monofilético e apresentou-se como grupo-irmão de *Lentinula*. A maioria das espécies de *Lentinus* mostrou-se proximamente relacionada a *Polyporus tuberaster*, a espécie tipo do gênero *Polyporus*. No total, seis espécies foram identificadas como pertencentes ao gênero *Lentinus*, duas inseridas no gênero *Panus* e uma relacionada ao gênero *Lentinula*. Quanto à composição química obtida através de análises dos compostos fenólicos totais, determinou-se que as espécies são ricas em macronutrientes (potássio, magnésio, cálcio e sódio) e micronutrientes. Sugere-se a adição de mais marcadores genéticos para uma melhor compreensão das relações filogenéticas e o seu posicionamento no grupo de fungos lentinoides, assim como estudos sobre a composição nutricional e a ação dos compostos bioativos desses fungos macroscópicos.

Palavras-chave: fungos comestíveis; filogenia molecular; *Lentinus* s.l.; macronutrientes; micronutrientes; taxonomia.

ABSTRACT

Currently, lentinoid fungi are distributed into six genus belonging to three orders, with several lineages exhibiting evolutionary relations closer to polyporoid mushrooms. Species such as *Lentinus crinitus*, *Panus lecomtei* and *Lentinula edodes* are known for their medicinal, gastronomic and biotechnological potential. For the Amazon, there are still few studies on the taxonomy and chemical composition of this group of fungi. Thus, the objective of this study was to infer the phylogenetic relations of lentinoid fungi obtained in islands of mud in the municipality of Mocajuba-PA, as well as to establish the chemical and biochemical composition of the main species collected. Data obtained from phylogenetic analyses based on the sequences of the transcribed internal spacing of ribosomal DNA showed that the identified species were grouped into three genus of lentinoid fungi: *Lentinus*, *Lentinula* and *Panus*. The clade formed by the genus *Panus* is monophyletic and presented itself as a sister group of *Lentinula*. Most of the *Lentinus* species have been shown to be closely related to *Polyporus tuberaster*, the type species of the genus polyporus. In total, six species have been identified as belonging to the genus *Lentinus*, two of which are *Panus* and one *Lentinula*. As for the chemical composition obtained through analyses of the total phenolic compounds, it was determined that the species are rich in macronutrients (potassium, magnesium, calcium and sodium) and micronutriments. Addition of more genetic markers is suggested for a better understanding of the phylogenetic relationships and their positioning in the lentinoid group of fungi, as well as studies on the nutritional composition and action of the bioactive compounds of these macroscopic fungi.

Keywords: edible fungi; molecular phylogenetics; *Lentinus* s.l.; macronutrients; micronutrientes; taxonomy.

3.1 Introdução

Desde a descrição das espécies tipo dos gêneros *Lentinus* (*L. crinitus*) e *Panus* (*P. conchatus*) por Elias Magnus Fries em sua *Systema orbis vegetabilis* (1825) e no *Elenchus Fungorum* (1828), o posicionamento filogenético desse grupo de fungos macroscópicos tem sido motivo de controvérsia. Inicialmente, Pegler (1975) delimitou *Lentinus* como um subgênero de *Panus*. Corner (1981), por sua vez, considerou *Panus* e *Lentinus* como gêneros separados de acordo com o seu sistema hifálico, considerando-os como agáricos primitivos. Mais tarde, Pegler (1983), ainda tratando *Panus* como um subgênero, apresentou uma descrição detalhada das espécies e levantou a hipótese de que o gênero *Lentinus* possui um desenvolvimento agaricoide derivado dos fungos poroides. Já Singer (1986) posicionou as espécies tipo *L. crinitus* e *P. conchatus* no gênero *Panus*. Entretanto, esse posicionamento conflitante começou a ser resolvido com a adição de dados moleculares.

Análises morfológicas e cladísticas baseadas em sequências de DNA ribossomal (rDNA) apoiaram *Lentinus* como subgênero e estabeleceram *Panus s. str.* como um grupo monofilético. Considerando as lamelas como produtos de uma evolução convergente, uma abordagem filogenômica da ordem Polyporales posicionou *Lentinus* no clado central dos poliporoides, enquanto *Panus* foi inserido no clado residual poliporoide (BINDER *et al.*, 2013; HIBBETT; VILGALYS, 1993). *Lentinus s. str.* é caracterizado por uma trama intermediária ou radiada, com hifas conectivas e medas em seu himênio. Já *Panus s. str.* distingue-se por um himenóforo marcadamente radiado, com sistema hifálico dimítico e ausência de medas (SENTHILARASAU, 2015). Atualmente, os fungos lentinoides estão distribuídos em seis gêneros: *Lentinus* e *Panus* (Polyporales), *Pleurotus* e *Lentinula* (Agaricales), *Neolentinus* e *Heliocybe* (Gloeophyllales) (SEELAN *et al.*, 2015).

A medida que os fungos lentinoides ocuparam as bancadas dos laboratórios de pesquisa aplicada, descobriu-se que as espécies eram uma fonte significativa de compostos bioativos com impacto nas mais diversas áreas da ciência, como biotecnologia, medicina e biorremediação. Por exemplo, espécies de *Lentinus* têm sido empregadas na recuperação de áreas através da adsorção de metais pesados (*Lentinus sajor-caju*) e na degradação de corantes industriais (*Lentinus crinitus*) (CHATURVEDI *et al.*, 2015). *Panus lecomtei* também demonstra capacidade similar na descoloração desse tipo de substância no ambiente através da síntese da enzima lacase, indicando o seu potencial biotecnológico (ARAÚJO *et al.*, 2019).

Apesar da indústria alimentícia ter descoberto recentemente os benefícios proporcionados pelos elevados teores proteicos desses macrofungos, o conhecimento e o uso de diversas espécies (*Panus neostrigosus*, *P. strigellus*, *P. velutinus*, *Lentinus bertieri*, *L. crinitus* e *Polyporus tricholoma*) como alternativa energética já era compartilhado pelos povos originários, como os Yanomami (CARLOS JR.; WELCH, 2016). O ramo da medicina também tem sido favorecido na descrição de novas substâncias com ação antioxidante, antibiótica, antimicrobiana e antitumoral (BERTÉLI *et al.*, 2021). Dentre os expoentes nesse campo encontra-se a espécie *Lentinula edodes* (Berk.) Pegler (popularmente conhecida como “shiitake”), alvo de diversas pesquisas que visam delimitar as suas propriedades antiviral e antitumoral. Apresentando altos níveis de proteína e vitaminas, *L. edodes* ainda se mostra como um agente inibidor do crescimento de bactérias, sendo capaz de controlar a disseminação de doenças em plantas pela presença do biocomposto lentinana (FURLANI; GODOY, 2005; SILVA; PASCHOLATI; BEDENDO, 2008).

Durante algum tempo, as listas de espécies foram as únicas fontes de informação para os registros de fungos lentinoides no Brasil. Outras referências também foram obtidas a partir do levantamento de material depositado nos herbários (DRECHSLER-SANTOS *et al.*, 2012; GIBERTONI; DRECHSLER-SANTOS, 2010; VARGAS-ISLA; ISHIKAWA, 2008; VARGAS-ISLA; ISHIKAWA; PY-DANIEL *et al.*, 2013). Como resultado, regiões e ecossistemas inteiros foram negligenciados ao longo dos anos. Pesquisas abordando a taxonomia e sistemática dos macrofungos em áreas de várzea, especialmente em ilhas da Amazônia, são escassos na literatura. Visando preencher essa lacuna, este estudo visa inferir as relações filogenéticas existentes entre as espécies lentinoides coletadas nas ilhas de várzea do município de Mocajuba-PA, além de estimar o potencial nutricional dos macrofungos através da determinação de sua composição química e bioquímica.

3.2 Material e métodos

3.2.1 Área de estudo

Localizado a 243,8 quilômetros da capital do estado, na mesorregião do nordeste paraense e na microregião de Cametá (02°35'31"S, 49°28'60"O), o município de Mocajuba está integrado ao bioma Amazônia (IBGE, 2021). Com uma extensão territorial de 871.171 km², é um dos 11 municípios que compõem o Baixo Tocantins, que por sua vez faz parte da Bacia do

Tocantins, a segunda em importância no Brasil (ALVES, 2019). Os ecossistemas predominantes são os de terra firme, com as ilhas apresentando uma vegetação do tipo floresta ombrófila densa aluvial, além de áreas de várzea manejadas e exploradas pela população ribeirinha na forma de monoculturas e para o agroextrativismo (NOGUEIRA; COSTA; ADAMI, 2018; PIRAUX *et al.*, 2019). Os padrões relacionados à umidade, pluviosidade e temperatura são alterados de acordo com os meses do ano. As temperaturas médias variam entre 25°C e 34°C. Porém, enquanto os índices de temperatura começam a aumentar em julho, a umidade e a precipitação diminuem, determinando a chegada da estação seca (INMET, 2023).

3.2.2 Coleta dos espécimes e análise morfológica

As coletas foram realizadas nos meses de junho e novembro de 2022, e novamente em junho de 2023. Nas áreas de várzea selecionadas, parcelas de dois hectares foram demarcadas com a ajuda do GPS a fim de serem percorridas em um período de duas horas. De maneira geral, os macrofungos foram coletados com o auxílio de canivete e colocados em sacos de papel kraft; por sua vez, os exemplares mais frágeis foram depositados em caixas de plástico. As etapas de coleta, preservação e herborização foram baseadas na metodologia de Fidalgo e Bononi (1989) e Neves *et al.* (2013). Registros fotográficos dos espécimes foram efetuados, assim como a descrição do substrato e anotações das características principais dos basidiomas (tamanho, cor e consistência). As cores foram determinadas de acordo com a carta de cores de Kornerup e Wanscher (1978). Em seguida, os espécimes foram desidratados em estufa elétrica.

As análises microscópicas foram efetuadas a partir de cortes à mão livre da superfície himenial, do contexto e da superfície abhimenial com a ajuda de lâminas de aço. Os fragmentos foram colocados em lâmina com solução aquosa de hidróxido de potássio 3-5% e de floxina 1%. Para observações cianófilas foi utilizado o azul de Amann, que tingem de azul as paredes de hifas, basidiosporos e cistídios. Já o reagente de Melzer foi empregado na observação de reação amiloide (acinzentada, azulada ou violácea) ou dextrinoide (marrom-avermelhada) das paredes de basidiosporos, hifas e de outras microestruturas. A observação do sistema hifálico, forma e tamanho de estruturas férteis e estéreis foi igualmente usada na identificação (TEIXEIRA, 1995). As lâminas foram observadas em microscópio óptico para análise e mensuração das estruturas microscópicas.

3.2.3 Análise molecular

Porções do basidioma foram excisados dos espécimes com auxílio de lâminas de bisturi estéreis. As amostras foram colocadas em microtubos do tipo eppendorf de 1,5 ml contendo sílica gel e acondicionadas em congelador a uma temperatura de -20°C até a etapa de extração de DNA. Nesta fase, os fragmentos foram macerados em almofariz com o auxílio de nitrogênio líquido e pistilo até a formação de um pó homogêneo, que por sua vez foi transferido para um novo microtubo estéril de 1,5 ml. O genoma total dos fungos foi extraído com a ajuda do DNeasy® Plant Pro Kit (Quiagen) de acordo com as instruções do fabricante.

Após a avaliação da qualidade do DNA extraído em gel de agarose a 1%, o DNA genômico foi quantificado e armazenado em congelador (-20°C) até a sua utilização nas reações em cadeia da polimerase (PCR). Escolhidas como os marcadores moleculares nas inferências filogenéticas deste estudo, as regiões espaçadoras internas transcritas 1 e 2 (ITS) do rDNA foram delimitadas com os iniciadores ITS4 (5'– TCCTCCGCTTATTGATATGC–3') e ITS5 (5'– GGAAGTAAAAGTCGTAACAAGG–3') (WHITE *et al.*, 1990) e amplificadas com o auxílio do MasterMix Kit (Promega), segundo as instruções adaptadas do fabricante. As PCRs seguiram os seguintes parâmetros no termociclador: etapa de desnaturação inicial a 95°C por 3 minutos; 35 ciclos envolvendo as etapas de desnaturação a 94°C por 30 segundos, hibridização dos iniciadores a 58°C por 30 segundos, extensão a 72°C por 1 minuto; e uma etapa final de extensão das cadeias de DNA a 72°C por 2 minutos (LIMA-JÚNIOR *et al.*, 2014).

Logo depois da verificação da qualidade da reação a partir de dois microlitros do produto final aplicados em gel de agarose a 1%, as PCRs foram purificadas com a enzima ExoSAP-IT™ PCR Product Cleanup Reagent (Thermo Fisher Scientific). Os produtos foram então encaminhados para a plataforma de sequenciamento do Laboratório de Biologia Molecular do Instituto Evandro Chagas. Os eletroferogramas gerados foram a princípio avaliados e editados manualmente no programa BioEdit 7.0.0 (HALL, 1999). As sequências de ITS obtidas foram posteriormente comparadas com as depositadas em bancos de dados públicos (GenBank e UNITE) (<http://www.ncbi.nlm.nih.gov/genbank>) e adicionadas para a montagem da matriz de sequências empregadas nas análises filogenéticas (Anexo A). A matriz de dados foi então alinhadas automaticamente no software MAFFT 7.222, a partir da estratégia L-INS-i (KATO; STANDLEY, 2013). Além disso, para remover posições mal alinhadas e regiões divergentes, foi utilizado o algoritmo presente no aplicativo GBLOCKS 0.91b (<https://ngphylogeny.fr/workspace>), com a configuração padrão. A extensão online do software

W-IQ-TREE (<http://iqtree.cibiv.univie.ac.at/>) (TRIFINOPOULOS *et al.*, 2016) foi utilizada para a construção das árvores filogenéticas baseadas no método bayesiano e nas análises de máxima verossimilhança, com 1.000 réplicas de bootstrap a fim de se obter os valores estatísticos de apoio dos grupos. As análises bayesianas foram realizadas com a ajuda do programa MrBayes 3.2.1 (RONQUIST; TESLENKO; VAN DER MARK, 2012), com 8 milhões de gerações e quatro cadeias de Markov, com as árvores amostradas a cada 2.000 gerações. Após a análise do gráfico de score de verossimilhança, o burn-in foi ajustado para 25%. As árvores geradas foram editadas na ferramenta online Interactive Tree Of Life (iTOL) (<https://itol.embl.de/>).

3.2.4 Análises químicas

A leitura do pH das amostras foi baseada no método 017/IV (ZENEBO; PASCUET; TIGLEA, 2008), onde foram pesadas aproximadamente 5 gramas das amostras e posteriormente diluídas em 50 ml de água destilada aquecida sob agitação constante. Em seguida, as diluições foram reservadas até alcançarem a temperatura ambiente e só então realizou-se a medição com o phmetro previamente calibrado. A acidez total titulável foi determinada por volumetria potenciométrica, segundo o método 311/IV (ZENEBO; PASCUET; TIGLEA, 2008), titulando-se a amostra com solução de hidróxido de sódio (NaOH) a 0,1 N. Os resultados foram expressos em mEq NaOH/100 g de amostra.

A extração dos compostos fenólicos foi efetuada de acordo com a metodologia proposta por Counet e Collin (2003), com algumas modificações. Foram utilizadas 5 gramas de macrofungos diluídos em 50 ml de solução extratora, acetona, água e ácido acético (70:29,5:0,5 v/v). As amostras solubilizadas foram colocadas sob agitação durante 1 hora, a temperatura de 25°C. Após a filtragem em papel whatman, o resíduo sólido foi novamente submetido a uma etapa de extração. Esse processo foi repetido três vezes, misturando as soluções obtidas das três extrações. Posteriormente, os extratos foram armazenados em tubos do tipo Falcon devidamente protegidos da luz e mantidos a temperatura de -18°C, até a definição dos compostos fenólicos. Esses foram determinados pelo método de Folin-Ciocalteu (SINGLETON; ORTHOFER; LAMUELA-RAVENTÓS, 1999), baseado na reatividade comum dos polifenóis quando colocados em contato com os ácidos fosfomolibdico e fosfotúngstico durante 30 minutos. A leitura das amostras foi realizada em espectrofotômetro UV/visível a 760 nm. O resultado foi expresso em miligramas de equivalentes em Catequina por grama de nibs seco (mgECAT/100 g).

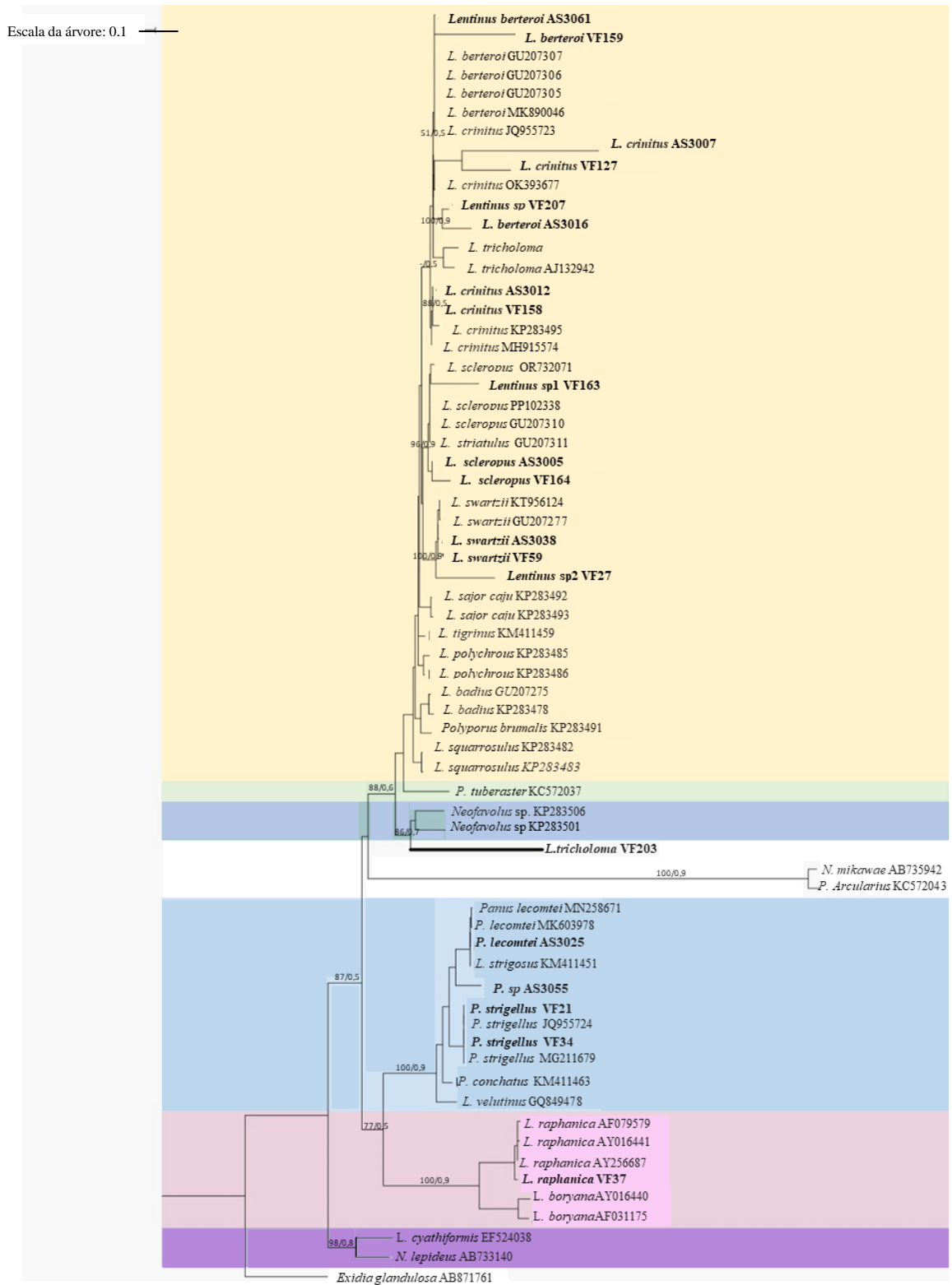
Para a identificação dos macro e micronutrientes, amostras de 0,2 gramas de peso seco dos macrofungos foram digeridas com HNO₃ e HCl (3:1 v/v) (LACERDA *et al.*, 1987). A solução foi completamente digerida em micro-ondas (seguindo as instruções do método EPA 3051Q) a 180°C por 20 minutos. Depois de resfriada, o volume da solução foi reestabelecido até 50 ml com água Milli-Q. As concentrações totais de Na, K, Ca, Mg, Mn, Fe, Cu, Ni, ($\mu\text{g g}^{-1}$) foram obtidas por espectrometria de absorção atômica. A qualidade analítica foi avaliada utilizando o Apple Leaves NIST1515 (material de referência padrão). A composição química de cada elemento das amostras foi baseada na média aritmética de três amostras. Os reagentes brancos foram preparados com a mesma quantidade de reagente utilizado no procedimento analítico e material de referência certificado, garantindo o processo de digestão. A recuperação das amostras certificadas ficou entre 92% e 102% para Mn, Fe, Cu, Ni. Os limites de detecção obtidos na análise foram 0,01 $\mu\text{g g}^{-1}$ para Mn, Fe e Cu, 0,02 $\mu\text{g g}^{-1}$.

3.3 Resultados

3.3.1 Análises filogenéticas

Foram geradas 20 sequências de exemplares de fungos lentínoídes coletados em áreas de várzea do município de Mocajuba. O tamanho das sequências de ITS amplificadas pela PCR variou entre 670 e 850 pares de bases (pb). A matriz de dados utilizada nas análises filogenéticas abrangeu ao todo 66 sequências de gêneros lentínoídes (incluindo o grupo externo). Apresentando um tamanho final de 649 pb, 126 sítios foram considerados como constantes, 572 variáveis e 382 informativos para a parcimônia. A árvore consenso, com os respectivos valores de bootstrap, está representada na Figura 1. O melhor modelo evolutivo obtido conforme o critério de informação bayesiano (BIC) foi o TNe+G4, empregado nas inferências de máxima verossimilhança. Nesta análise, as espécies do gênero *Lentinus* formaram um grupo irmão de *Polyporus tuberaster* (Jacq. ex Pers.) Fr. com baixo valor de apoio. Por outro lado, as espécies do gênero *Panus* agruparam-se em um clado único, posicionado ao lado do gênero *Lentinula* com moderado apoio estatístico (77%).

Figura 1 – Árvore consenso das análises de máxima verossimilhança e bayesiana ilustrando o posicionamento das espécies lentinoídes e gêneros relacionados com base no marcador ITS. Os nós dos ramos mais profundos estão indicados com os valores de apoio estatístico.



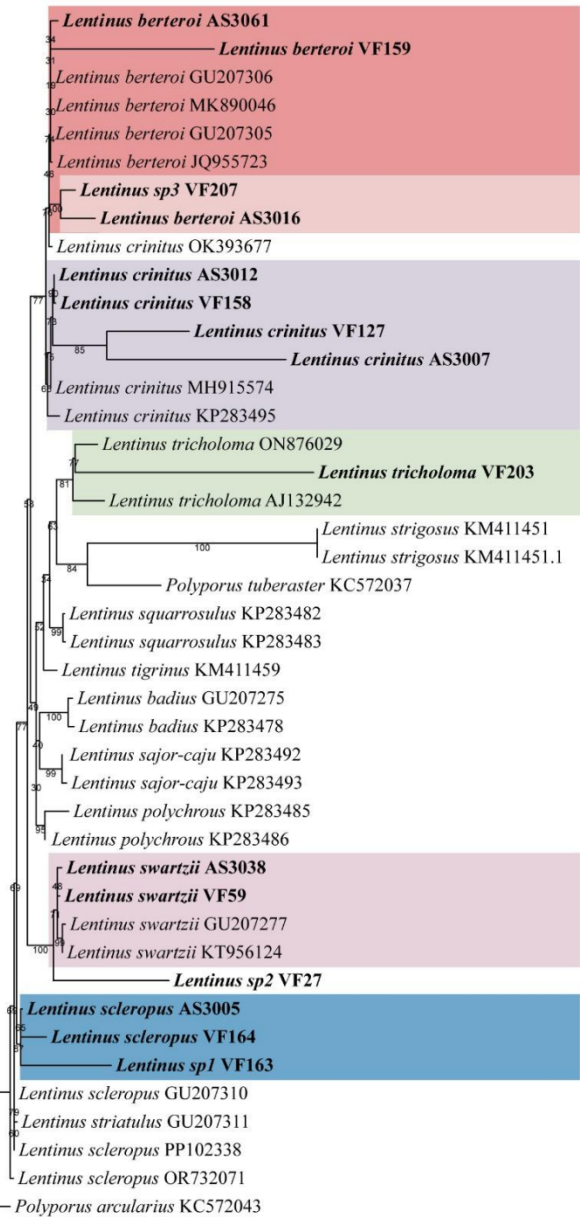
Fonte: A autora.

O banco de dados formado apenas por espécies do gênero *Lentinus* compreendeu 43 sequências, das quais 15 são provenientes deste estudo. O alinhamento resultou em 715 caracteres, com 206 sítios considerados constantes, 548 variáveis e 291 informativos para a parcimônia. O melhor modelo de substituição nucleotídica conforme o BIC foi K2P+G4. As sequências dos indivíduos coletados nas áreas de várzea agruparam-se em cinco clados principais. As espécies *Lentinus scleropus* (AS3005, VF164) e *Lentinus* sp. (VF163) associaram-se com moderado apoio estatístico (65%).

As sequências da espécie *Lentinus swartzii* Berk (AS3038, VF59, GU207277, KT956124) e do espécime *Lentinus* sp.2 (V27) formaram um clado fortemente apoiado do ponto de vista estatístico, com 100% de bootstrap (Figura 2). No grupo formado por três espécimes de *L. tricholoma* (81%), a sequência gerada neste estudo (VF203) mostrou um valor de 77% de apoio estatístico em relação a um espécime de Benin (África). Já a espécie *Lentinus crinitus*, representada na árvore por dois indivíduos identificados nas áreas de várzea (AS3007 e VF127), está inserida em um grupo juntamente com outros representantes do Brasil (KP283495) e da Costa Rica (MH915574). No filograma, o agrupamento de quatro espécies de *Lentinus* (*Lentinus* sp. VF207, *L. berteroi* AS3016, *Lentinus* sp. VF159 e *L. berteroi* AS3061) resultou em uma grande politomia (76% de bootstrap) com sequências de *L. berteroi* e *L. crinitus* oriundas do GenBank.

Figura 2 – Cladograma indicando o posicionamento das espécies do gênero *Lentinus* das áreas de várzea do bioma Amazônia (destacadas em negrito) baseado nas análises de máxima verossimilhança a partir do marcador ITS. Os nós dos ramos mais profundos estão indicados com os valores de bootstrap.

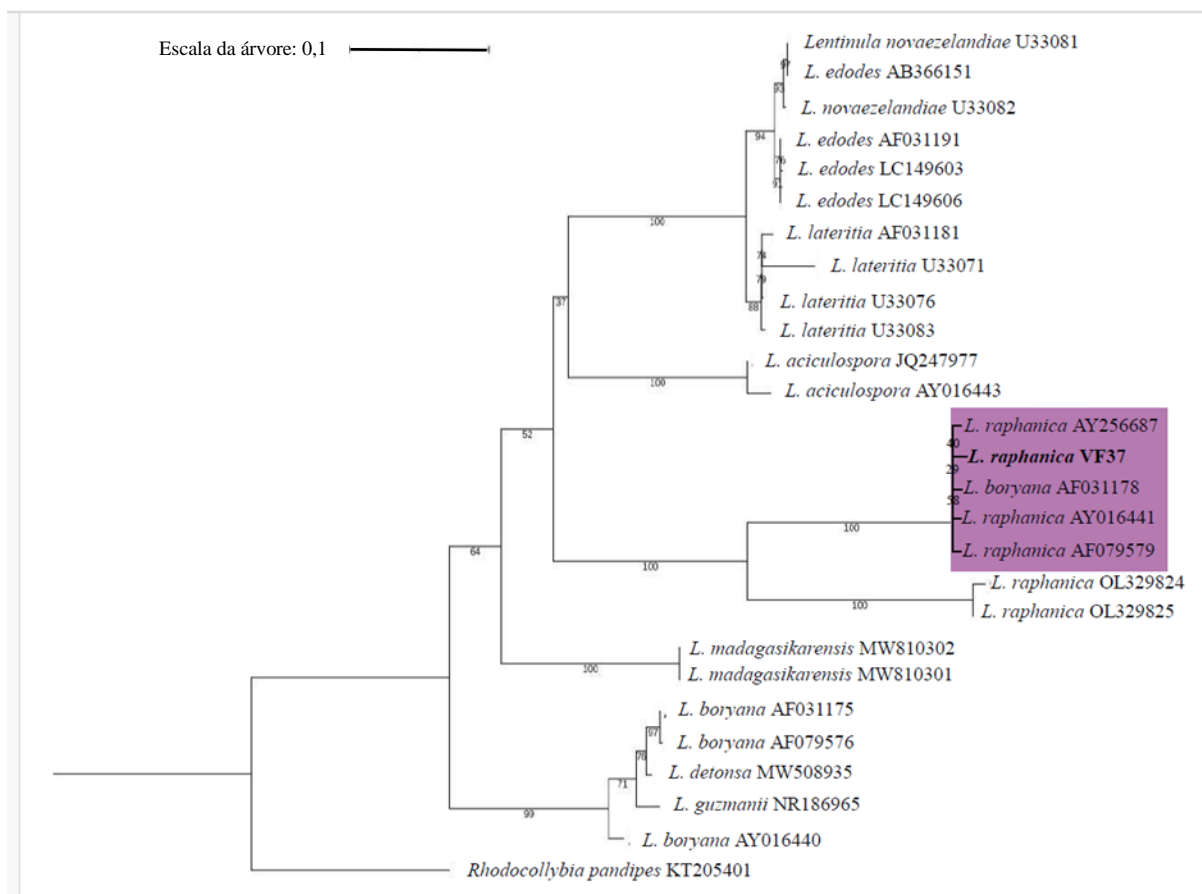
Escala da árvore: 0,1



Fonte: A autora.

Por sua vez, o banco de dados de ITS com espécies do gênero *Lentinula* abrangeu 27 sequências, sendo apenas uma gerada neste estudo. O alinhamento resultou em 693 caracteres, dos quais 370 foram considerados constantes, 364 variáveis e 264 sítios foram informativos para a parcimônia. O melhor modelo de substituição nucleotídica conforme o BIC foi o HKY+F+ G4. O espécime de *Lentinula raphanica* VF37 ficou inserido em um mesmo grupo (100%) formado por outros indivíduos provenientes da Costa Rica, dos Estados Unidos e do Brasil (Figura 3).

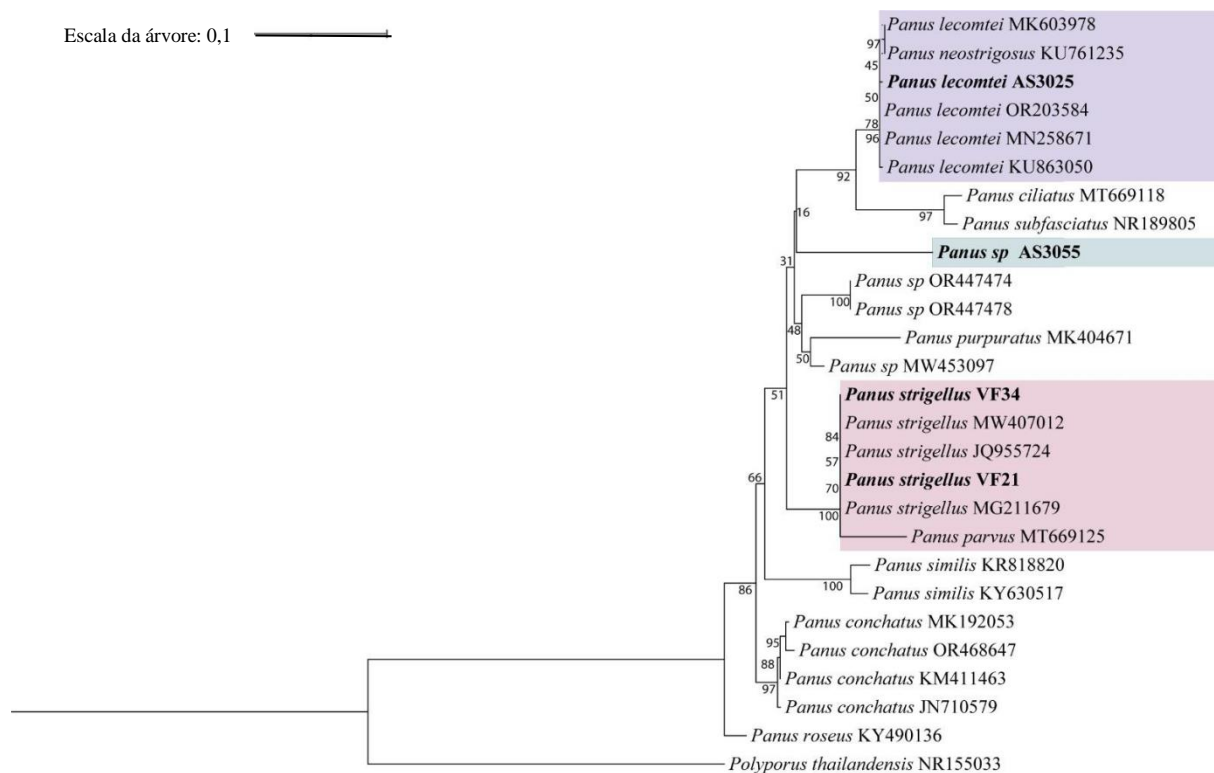
Figura 3 – Árvore de máxima verossimilhança ilustrando o posicionamento das espécies do gênero *Lentinula* com base em sequências do marcador ITS. Os nós dos ramos estão indicados com os valores de bootstrap.



Fonte: A autora.

Por fim, o banco de dados de ITS com espécies do gênero *Panus* abrangeu 27 sequências, quatro delas inéditas para a literatura. O alinhamento da matriz resultou em 594 caracteres, dos quais 382 foram considerados constantes, 253 sítios variáveis e 106 sítios informativos para a parcimônia. O melhor modelo de substituição nucleotídica conforme o BIC foi o TN+F+G4. *Panus lecomtei* AS3025 e *P. strigellus* (VF34 e VF21) identificadas neste estudo foram posicionados juntamente com outros indivíduos de suas respectivas espécies provenientes do GenBank com um elevado apoio estatístico. Contudo, o posicionamento de *Panus* sp. AS3055 encontra-se sem resolução em torno de outras espécies de *Panus* com baixo valor de bootstrap (Figura 4).

Figura 4 - Árvore de máxima verossimilhança indicando o posicionamento das espécies do gênero *Panus* coletados nas áreas de várzea, com base em sequências do marcador ITS. Os nós dos ramos estão indicados com os valores de bootstrap.



Fonte: A autora.

3.3.2 Descrições taxonômicas

Lentinus berteroi (Fr.) Fr. [as 'bertierii'], Syst. orb. veg. (Lundae) 1: 77 (1825)

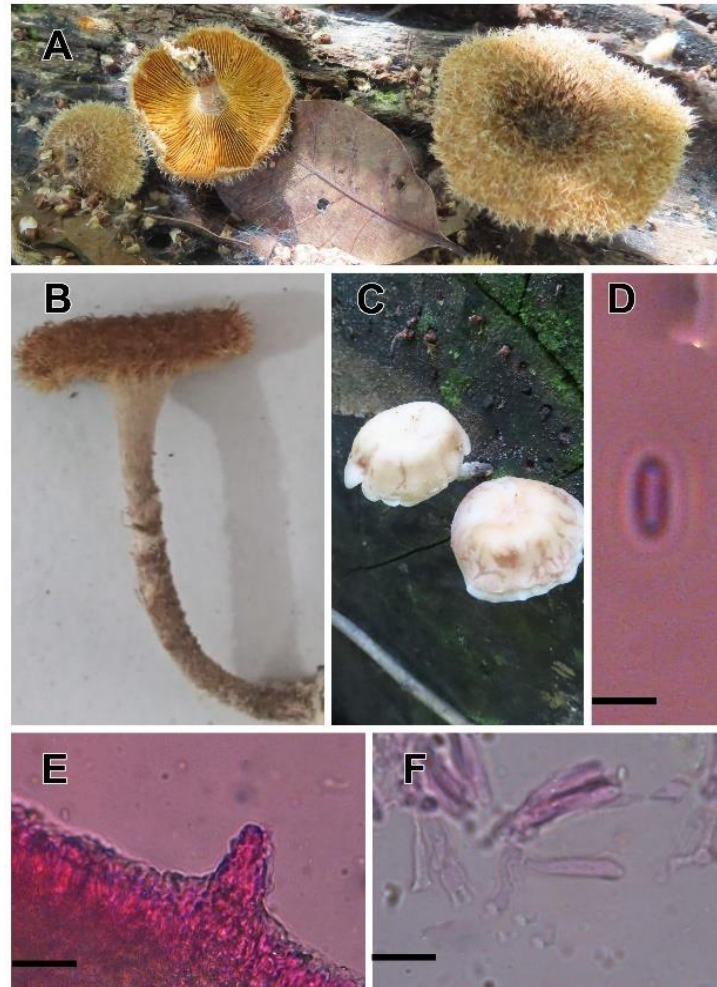
Descrição: **Píleo** variando de infundibuliforme a aplanado, 0,5-2 cm de diâmetro, oscilando entre piloso a glabrescente, branco (1A1) a marrom-amarelado (5A4). Margem plana a involuta, ciliada com pelos amarelos (3B4) a glabros. **Lamelas** decurrentes, cheias, lamelulas presentes, branca (1A1) a amarela (3B4). **Estipe** cilíndrico, 2-3 cm x 1-3 mm, branco (1A1) a amarelo pálido (3B3), com fibrilas ocre (2B2) e presença de área subporoide no ápice. **Sistema hifálico** dimítico, hifa generativa com grampos de conexão, 3-4 µm de largura, hifa esquelética 2-4 µm de largura. **Queilocistídios** sinuosos, 18-27 x 4-7 µm, hialinos. **Basídio** clavado com quatro esterigmas 15-18 x 5-6 µm. **Basidiosporos** cilíndricos retos, 6-7 x 2-3 µm, hialino. **Medas** cilindro-cônicas 32-40 x 15-27 µm.

Distribuição no Brasil: Ocorre na região norte (AP, PA), nordeste (PE, CE, PI, PB, BA), centro-oeste (GO), sudeste (SP, MG) e sul (PR, SC). (CRIA, 2023); (RYVARDEN, 2010).

Material examinado: Brasil, Pará, Mocajuba, Ilha Santaninha, 24 de junho de 2022, Soares AM, AS3016; 25 de junho de 2022 Soares AM, AS3061; Ilha Santaninha, 21 de junho de 2023, Farias VP, VF159.

Comentários: As amostras estão no complexo de espécies *L. berteroi*. Apesar do espécime AS3016 apresentar características do grupo *L. crinitus*, o seu basidioma é diferente (Figura 5). O comprimento do estipe (2,3 x 1 mm) é o dobro do diâmetro do píleo (5 mm), sendo possivelmente considerado como *Lentinus atrobrunneus* Pegler, presente na África. O indivíduo AS3061 ainda apresentou características comuns a *L. berteroi*, mostrando um basidioma piloso de coloração marrom-amarelada, com margem involuta, lamelas fortemente anastomosadas e área poroide no ápice do estipe, além da presença de esporo cilíndrico reto. Diferentemente do espécime VF159, com textura pilosa a glabrescente, exibindo coloração variando de ocre a branco, com píleo côncavo e estrias marrons espaçadas; além da ausência de medas.

Figura 5 – *Lentinus berteroi*. A) Basidioma em campo (AS3061); B) Visão lateral do basidioma (AS3016); C) Basidioma em campo (VF159); D) Esporo; E) Meda; F) Basídio e queilocistídios.



Fonte: A autora.

Lentinus concavus (Berk.) Corner, Beih. Nova Hedwigia 69: 30 (1981)

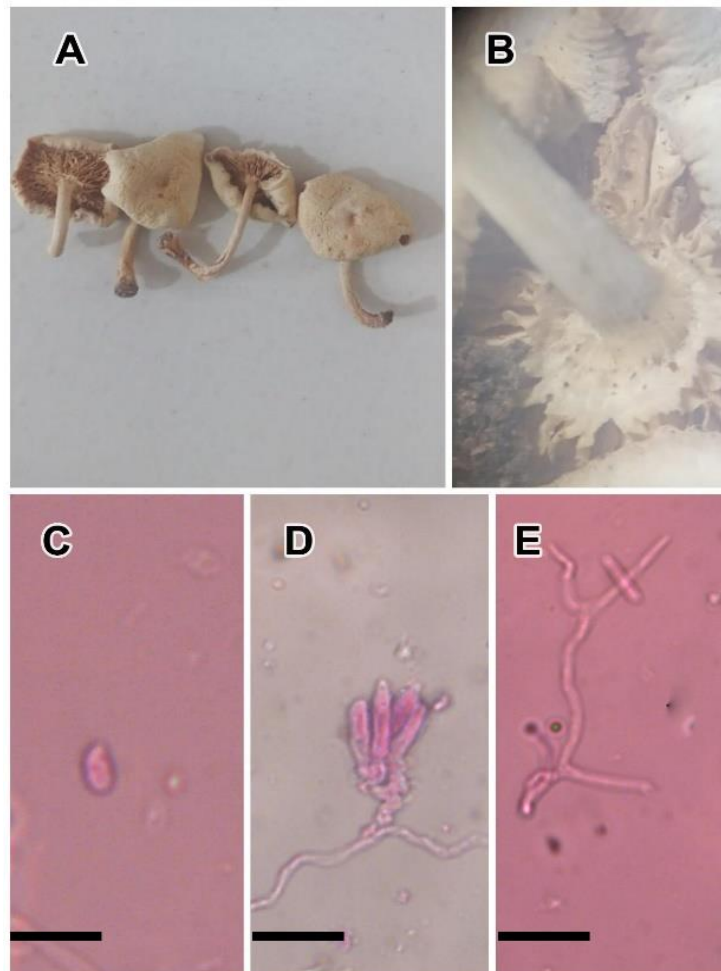
Descrição: **Pileo** côncavo, 1 cm de diâmetro, glabro, branco (1A1) a ocre pálido (4B3). Margem com pequenas curvas, branca (1A1). **Lamelas** decurrentes, borda inteira, com lamelulas ocre (4B3). **Estipe** cilíndrico, central, 1 cm de comprimento, 0,5-1 mm de largura, levemente velutino, branco (1A1). Presença de vestígio de véu no ápice do estipe. **Sistema hifálico** dimítico, hifa generativa de 3 μm de espessura com grampos, hifa esquelética com 2-4 μm de espessura. **Basídio** clavado com quatro esterigmas, 15-18 x 4-5 μm . **Basidiosporos** elipsóides, 6-7 x 2-3 μm , hialinos. **Queilocistídios** fusiformes, 15-18 x 3-5 μm (Figura 6).

Distribuição no Brasil: Ocorre na região norte (AM) e centro-oeste (MS).

Material examinado: Brasil, Pará, Mocajuba, Ilha Santaninha, 26 de novembro de 2022, Farias VP, VF62.

Comentários: O espécime exibiu uma concentração significativa de macronutrientes (K, Mg e Ca). A espessura das hifas foi considerada maior (4-10 μm) em comparação ao tamanho das mesmas estruturas na espécie-tipo (PEGLER,1983).

Figura 6 – *Lentinus concavus*. A) Basidioma; B) Vestígio do véu; C) Esporo; D) Queilocistídio; E) Hifas esqueléticas.



Fonte: A autora.

Lentinus crinitus (L.) Fr., Syst. orb. veg. (Lundae): 77 (1825)

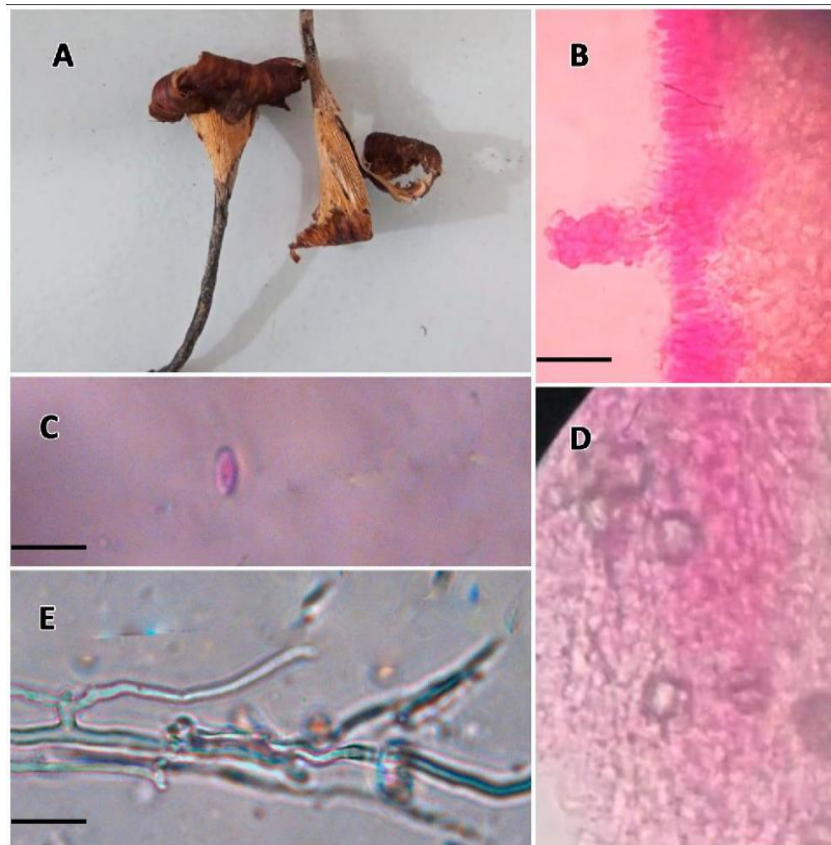
Descrição: **Péleo** ciatiforme, 1,5-2 cm de diâmetro, piloso, tornando-se glabrescente com a idade, coloração marrom-avermelhada (6D7) com estrias. Margem ligeiramente involuta, ciliada, marrom-amarelada (4C4). **Lamelas** decurrentes e cheias, lamelulas presentes e exibindo a coloração ocre (4B3). **Estipe** cilíndrico, 1,5-3 cm de comprimento, 1-2 mm de diâmetro, variando de branco (1A1) a acinzentado (1C2), com fibrilas marrom escuras, presença de área subporoide no ápice e base expandida. **Sistema hifálico** dimítico, hifa generativa de 3-4 µm com grampos, hifa esquelética de 2-4 µm de espessura. **Basídio** clavado com quatro esterigmas de 15 x 5 µm de tamanho. **Basidiosporos** cilíndricos estreitos, retos ou curvos, 6-7 x 2-2,5 µm, hialinos. **Queilocistídios** fusiformes e sinuosos, 17-20 x 5-7 µm, hialinos. **Medas** cilindro-cônicas, 40-50 x 18-27 µm.

Distribuição no Brasil: Ocorre na região norte (AM, PA, RR, RO, AC, AM), nordeste (BA, RN, PE, PB, AL, CE, ES, SE, MA, PI), centro-oeste (MS, GO, MT), sudeste (SP, MG, RJ) e sul (RS, SC, PR). (CRIA,2023); (RYVARDEN, 2010).

Material examinado: Brasil, Pará, Mocajuba, Ilha Santaninha, 24 de junho de 2022, Soares AM, AS3007 e AS3012; Ilha Costa Santana, 27 de novembro de 2022, Farias VP, VF127; Ilha Santaninha, 21 de junho de 2023, Farias VP, VF158.

Comentários: O espécime AS3012 (Figura 7) apresentou cristais, sendo uma característica diferente dos outros indivíduos analisados e da própria descrição de Pegler (1983), uma vez que *Lentinus crinitus* teria cristais nas medas. A amostra VF158 apresentou uma das maiores concentrações de cálcio entre os espécimes coletados.

Figura 7 – *Lentinus crinitus*. A) Basidioma (AS3012); B) Medas; C) Esporo; D) Cristais; E) Hifas esqueléticas.



Fonte: A autora.

Lentinus scleropus (Pers.) Fr., Syn. generis Lentinorum: 10 (1836)

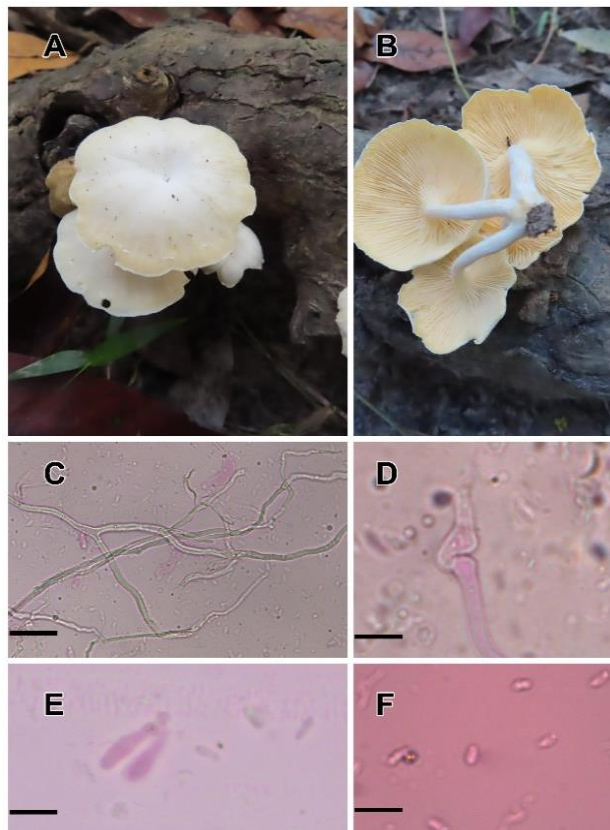
Descrição: **Pileo** umbilicado, 1-2,5 cm de diâmetro, branco (1A1) com estrias, aparência velutina. Margem crenada, branca (1A1). Pileipellis tricotoderma, 26-32 μm , hifas com incrustação, formando um aglomerado de cristais nas pontas. **Lamelas** decurrentes, cheias, presença de lamelulas, coloração ocre pálido (4B3). **Estipe** central, 2-3 cm de comprimento, 2-4 mm de diâmetro, branco (1A1), glabro. **Sistema hifálico** dimítico, hifa generativa 3-6 μm , presença de grampos de conexão, hifa esquelética com 4-5 μm de espessura. **Basídio** clavado com quatro esterigmas, 18-20 x 5-6 μm . **Basidiosporos** cilíndricos a elipsoides, 6-7 x 22,5 μm , hialinos. **Queilocistídio** fusiforme, 23-35 x 6-8 μm .

Distribuição no Brasil: Ocorre na região norte (AM, PA) e sudeste (SP, RJ). (CRIA, 2023); (GBIF, 2024).

Material examinado: Brasil, Pará, Mocajuba, Ilha Santaninha, 24 de junho de 2022, Soares AM, AS3005; Ilha Santaninha, 21 de junho de 2023, Farias VP, VF164.

Comentários: *Lentinus scleropus* é caracterizado pelo basidioma tomentoso e branco quando fresco, assumindo uma aparência glabra de coloração marrom-canela quando desidratado (Figura 8). Os basidiosporos são estreitamente cilíndricos (6-9 x 2.3-2.5 µm) (RYVARDEN, 2014). A espécie também é identificada pela presença de queilocistídios morfologicamente fusiformes, clavados e sinuosos (22-34 x 3-6 µm), além da ausência de medas. Neste estudo, o espécime AS3005 apresentou estrias e basidiosporos cilíndricos 6-7 x 2-2,5 µm, ao contrário dos estruturalmente estreitos mencionados por Ryvardeen (2014). Além disso, AS3005 exibiu um aglomerado de cristais na ponta das hifas da pileipellis, diferentemente da descrição de *L. scleropus* feita por Pegler (1983). O holótipo será solicitado para uma comparação mais detalhada e precisa. A espécie também é mencionada como comestível por povos indígenas do Equador (GAMBOA-TRUJILLO *et al.*, 2019).

Figura 8 – *Lentinus scleropus*. A) e B) Basidioma; C) Hifa esquelética; D) Hifa generativa; E) Queilocistídio; F) Esporos.



Fonte: A autora.

Lentinus swartzii Berk, London J. Bot. 2: 632 (1843)

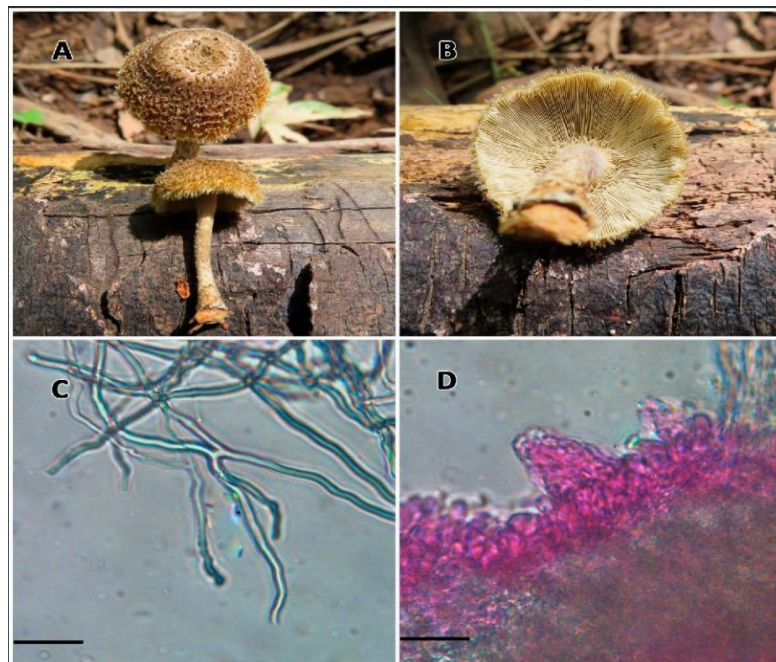
Descrição: **Píleo** umbilicado, 1,5-2 cm de diâmetro, com escamas no centro, coloração ocre no centro (5A4) e presença de fibrilas marrons em direção à margem (6D5). Margem inteira, pilosa e amarela (4B5). **Lamelas** decurrentes e cheias, lamelulas frequentes na tonalidade ocre (5A3), formando uma anastomose no ápice do estipe. **Estipe** cilíndrico, 1-2,5 cm de comprimento, 1-3 mm de diâmetro, cor ocre (4B2) e aspecto tomentoso. **Sistema hifálico** dimítico com hifa generativa de 3-4 μm de espessura, com grampos de conexão, hifas esqueléticas de 2-3 μm de espessura. **Basídio** clavado com quatro esterigmas, tamanho de 15 x 5 μm . **Basidiosporos** cilíndricos, 6-7 x 2-3 μm , hialinos. **Queilocistídios** variando de fusiformes a sinuosos, 20-25 x 3-4 μm de tamanho. **Medas** cônicas, 40 x 20 μm .

Distribuição no Brasil: Ocorre na região norte (AM), nordeste (PE, BA), centro-oeste (MT) e sudeste (MG, RJ e SP). (CRIA,2023); (PEGLER, 1983).

Material examinado : Brasil, Pará, Mocajuba, Ilha Tauaré, 25 de junho de 2022, Soares AM, AS3038; Ilha Santaninha, 26 de novembro de 2022, Farias VP, VF59.

Comentários: De acordo com as análises químicas dos extratos, *Lentinus swartzii* apresentou uma das maiores concentrações dos macronutrientes K, Mg e Ca (Figura 9).

Figura 9 – *Lentinus swartzii*. A) e B) Basidioma; C) Hifa esquelética; D) Medas.



Fonte: A autora.

Lentinus tricholoma (Mont.) Zmitr. International Journal of Medicinal Mushrooms (Redding) 12(1): 88 (2010)

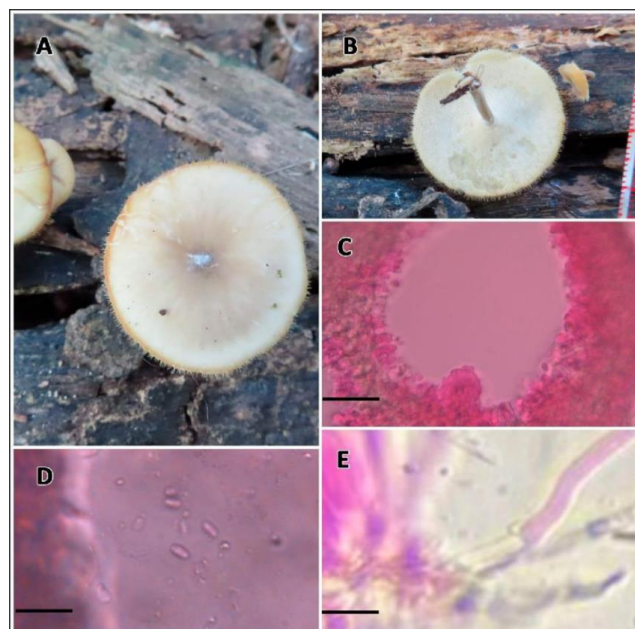
Descrição: **Péleo** plano, 2 cm de diâmetro, ocre pálido (4B2), tornando-se marrom (4C3) no centro, textura glabra. Margem inteira, amarela (4B4), levemente curvada e ciliada. **Himenóforo** poroide, 5 a 6 poros arredondados por mm, coloração branca (4A1). **Estipe** cilíndrico e central, 1-2 cm de comprimento, 2-3 mm de diâmetro, cor variando entre o branco (4A1) e o ocre pálido (4B3), glabro. **Sistema hifálico** dimítico, hifa generativa com 2 µm de espessura e grampos de conexão, hifa esquelética com 3 µm de largura. **Basídio** clavado 16-1 x 5-6 µm. **Basidiosporos** cilíndricos, 6-7 x 2-3 µm, hialinos. **Medas** cilindro-cônicas, 22 µm de largura.

Distribuição no Brasil: Ocorre na região norte (AM, PA, AC, RO, RR, TO), nordeste (BA, CE, AL, RN, PE, MA), centro-oeste (GO), sudeste (SP, RJ) e sul (SC, RS, PR) (CRIA,2023); (RYVARDEN, 2010).

Material examinado: Brasil, Pará, Mocajuba, Ilha Tauaré, 22 de junho de 2023, Farias VP, VF203.

Comentários: O espécime de *Lentinus tricholoma* descrito neste estudo apresentou medas, ao contrário da descrição realizada por Ryvarden (2015) (Figura 10).

Figura 10 – *Lentinus tricholoma*. A) e B) Basidioma; C) Medas; D) Esporos; E) Hifa generativa.



Fonte: A autora.

***Lentinus* sp.1**

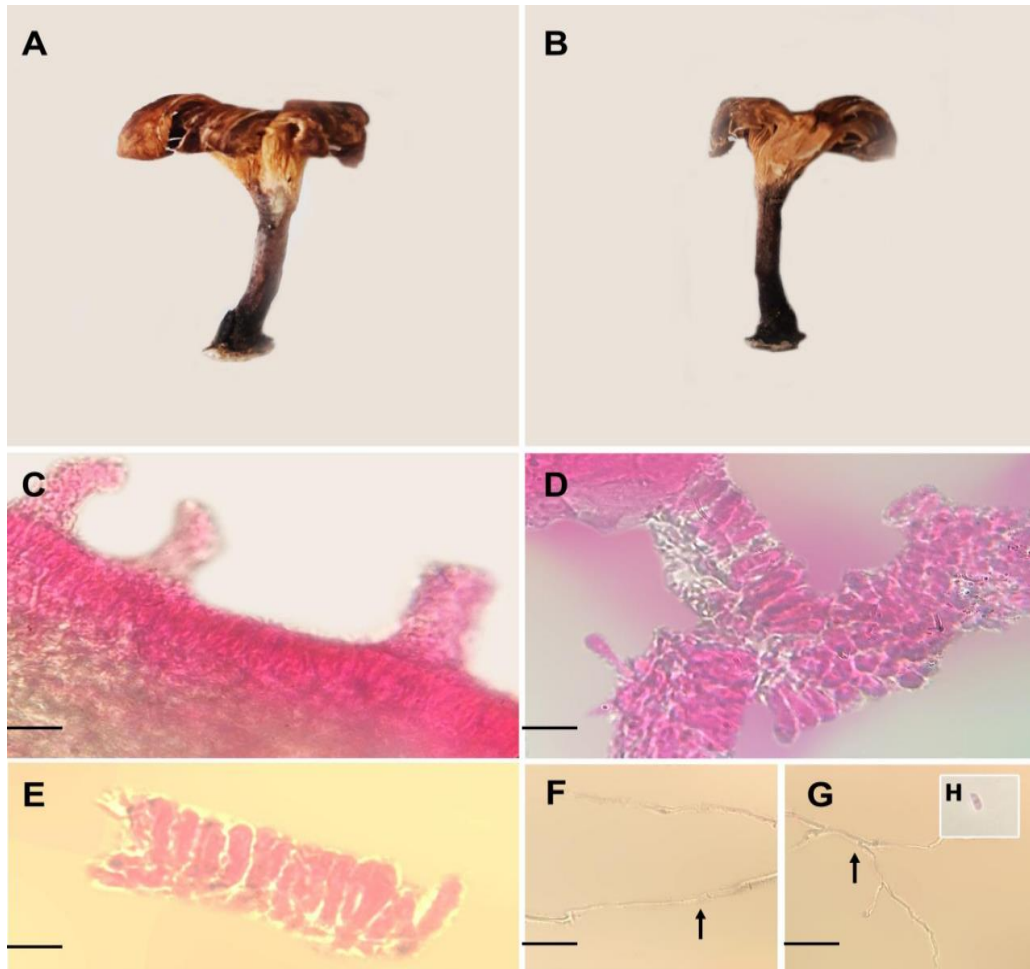
Descrição: **Péleo** infundibuliforme, 2 cm de diâmetro, 1 mm de espessura, ocre (5C4) a marrom (6D6), com estrias radiais, piloso, principalmente no centro, tornando-se glabro com a idade. Margem cortada e ciliada. **Lamelas** decurrentes, cheias, com lamelulas escassamente presentes, ocre pálido (5B3). **Estipe** cilíndrico, curto, 1,5 cm de comprimento, 2 mm de diâmetro, mais largo na base (4 mm de diâmetro), coloração variando de marrom (7E6) a preto, tomentoso na base, área levemente subporoide no ápice do estipe. **Contexto** muito fino, até 0,5 de espessura, cor creme (5A3). Hifa generativa ramificada com grampo de conexão, 4-5 µm de largura, infrequente inflada, hifa esquelética-ligativa dominante, mostrando até 5 µm de largura, tornando-se estreita no ápice de 1,5 - 2 µm de largura. **Sistema hifálico** dimítico, hifas generativas com grampos, 3 µm de espessura, hifas esqueléticas 2-5(-7) µm de largura, frequentemente infladas, de parede espessa, com estreito lúmen. **Basídio** clavado 10-13 x 3,5-4 µm; **Basidiospоро** cilíndrico, 5-6 x 2 µm, hialino. **Queilocistidio** fusiforme, (-11)15-20 x 2-5 µm. **Medas** cilindro-cônicas 28-35 x 15-18 µm. **Cristais** quadrados a retangulares (8-10 x 4-8 µm) presentes na trama (Figura 11).

Distribuição no Brasil: PA.

Material examinado: Brasil, Pará, Mocajuba, Ilha Santaninha, 21 de junho de 2023, Farias VP, VF163.

Comentários: *Lentinus berteroi* e *Lentinus crinitus* apresentam estruturas cristalinas em suas medas. Por sua vez, *Lentinus polychrous* apresenta material cristalino avermelhado incrustado com ramos terminais afilados (PEGLER, 1983).

Figura 11 – *Lentinus* sp.1. A) e B) Basidioma; C) Medas; D) e E) Queilocistídios; F) Hifa generativa; G) Hifa esquelética; H) Esporo.



Fonte: A autora.

Lentinus sp.2

Descrição: **Pélio** infundibuliforme, 2-3,5 cm de diâmetro, 0,5 mm de espessura, piloso, amarelo (4C5), escamas marrons (5E5) e espaçadas no centro. Margem ciliada, amarela (4B4), reta. **Lamelas** decurrentes, cheias, com lamelulas presentes, coloração ocre escuro (5D7). **Estipe** cilíndrico de 2-3 cm de comprimento, 2-4 mm de diâmetro, cor ocre (4B3), velutino, área subporoide no ápice do estipe. **Sistema hifálico** dimítico, hifas generativas com grampos, 3 µm de espessura, hifas esqueléticas de 2-3 µm de largura, algumas levemente dextrinoides. **Basídio** não observado; **Basidiosporos** cilíndricos e estreitos, 10-12,5 x 2-3 µm, hialinos. **Queilocistídio** sinuoso, 20-25 x 5-6 µm. **Medas** cilíndrico-cônicas, 30 x 15 µm, raras.

Distribuição no Brasil: PA.

Material examinado: Brasil, Pará, Mocajuba, Ilha Santaninha, 21 de junho de 2023, Farias VP, VF27.

Comentários: A amostra VF27 está entre as espécies que apresentaram as maiores concentrações de macronutrientes (K, Mg e Ca) deste estudo (Figura 12).

Figura 12 – *Lentinus* sp.2. A) e B) Basidioma; C) Esporos; D) Hifa esquelética; E) Queilocistidio.



Fonte: A autora.

Lentinus sp.3

Descrição: **Péleo** aplanado, levemente infundibuliforme, 3-5 cm de diâmetro, 0,5 cm de espessura, com estrias, velutino e branco (1A1). Margem lobada de coloração branca (1A1).

Lamelas decurrentes, cheias, com lamelulas brancas (1A1). **Estipe** cilíndrico, central, 1-3 cm de comprimento, 0,5-1 cm de diâmetro, velutino, branco (1A1). **Sistema hifálico** dimítico, hifas generativas com grampos, 2-3 μm de espessura, hifas esqueléticas de 3-6 μm de largura.

Basídio não observado. **Basidiosporos** cilíndricos, 6-7,5(9.2) x 2-3 μm , hialinos.

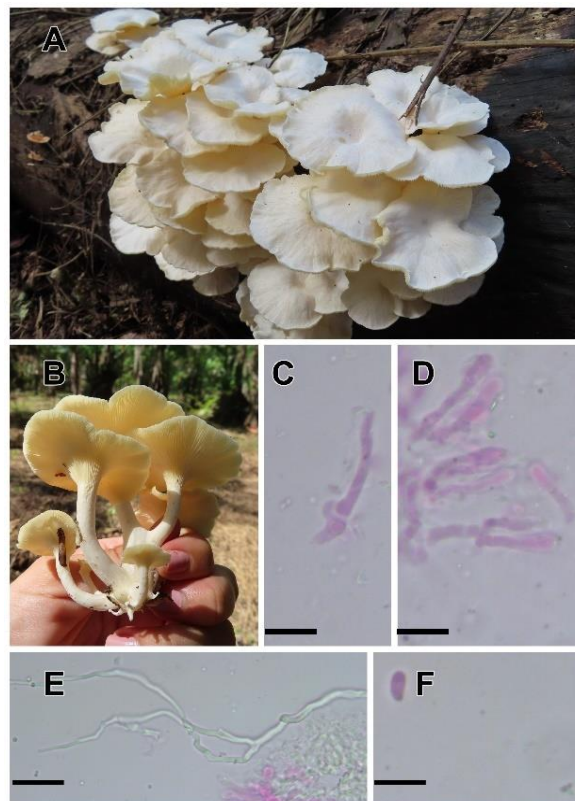
Queilocistídios fusiformes e sinuosos, 50-75 x 7-7,5 μm . **Cristais** de diferentes formas e tamanhos na trama.

Distribuição no Brasil: PA.

Material examinado: Brasil, Pará, Mocajuba, ilha Tauaré, 22 de junho de 2023, Farias VP, VF207.

Comentários: O espécime apresentou uma das maiores concentrações de K e Mg, com altos valores de compostos fenólicos (Figura 13).

Figura 13 – *Lentinus* sp.3. A) e B) Basidioma; C) Hifa generativa; D) Queilocistídio; E) Hifa esquelética; F) Esporos.



Fonte: A autora.

Lentinula raphanica (Murrill) Mata & R.H. Petersen, Mycotaxon 79: 228 (2001)

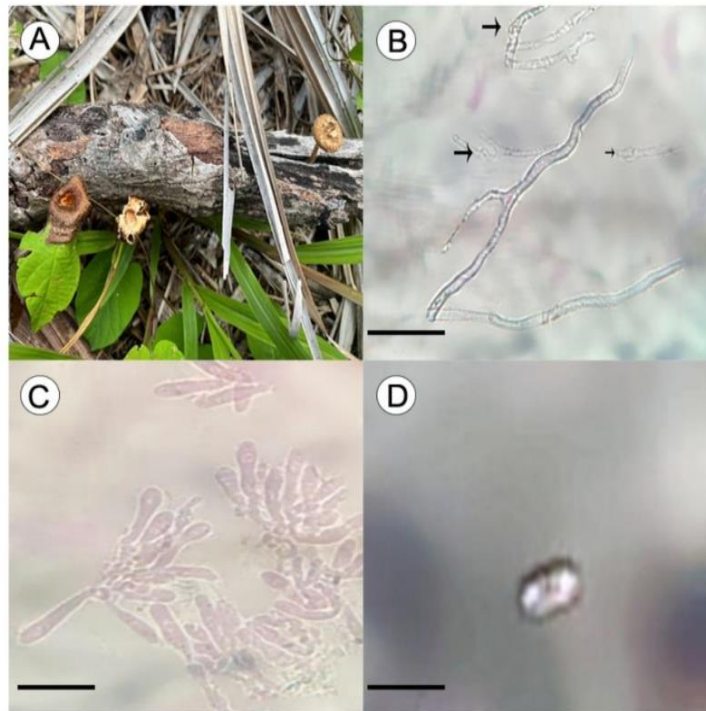
Descrição: **Péleo** infundibuliforme, 1,5 cm diâmetro, piloso, amarelo (4B4) a castanho (5D5). Margem involuída quando jovem. **Lamelas** de coloração ocre (4B4), com presença de lamelulas. **Estipe** cilíndrico, 2 cm de comprimento, piloso, com a cor variando de ocre (4B4) a marrom (5D4). **Sistema hifálico** dimítico, hifa generativa com grampos, 3 µm de espessura, hifa esquelética com 2 µm de largura. **Basídio** clavado, com quatro esterigmas e com dimensão de 20 x 5 µm. **Basidiosporos** cilíndricos, 10 x 3 µm, com aspecto branco. **Queilocistídios** clavados e numerosos, 20-30 x 4-5 µm.

Distribuição no Brasil: Ocorre na região norte (AM, PA), sudeste (ES) e sul (SC).

Material examinado: Brasil, Pará, Mocajuba, Ilha Angapijó, 26 de novembro de 2022, Farias VP, VF37.

Comentários: *Lentinula raphanica* já foi reportada para a Amazônia brasileira (CAPELARI; ASAI; ISHIKAWA, 2010). A espécie é caracterizada por apresentar basidiosporos morfológicamente variantes, de elipsoides a subcilíndricos, hialinos e de parede fina (4,8-6,0 x 2,42 µm), queilocistídio geralmente clavado, às vezes com crescimento ramificado (21,4–28,5 x 5–7 µm). *Lentinula boryana* é uma espécie semelhante, cujo tipo é do Brasil. Contudo, esta última difere pela forma do queilocistídio, sendo clavado ou ventricoso, com ápice obtuso (19-40 x 5-14 µm). Seus basidiósporos variam de elipsoides a subovoides, com dimensões entre 4,8–8,0 x 2,4–4,0 µm (MATA; PETERSEN; HUGHES, 2001). No estudo de Capelari, Asai e Ishikawa (2010), somente basidiolos foram observados. O espécime coletado neste estudo apresentou basidiosporos cilíndricos (10 x 3 µm) de tamanho maior em comparação aos descritos por Mata, Petersen e Hughes (2001) (4,8-7,2 x 2,0-3,6 µm) (Figura 14). Em relação à composição química, a espécie apresentou uma das maiores concentrações de K e Na, sendo a maior em concentração de Fe.

Figura 14 – *Lentinula raphanica*. A) Basidioma; B) Hifa generativa; C) Queilocistídios; D) Esporo.



Fonte: A autora.

Panus lecomtei (Fr.) Corner, Beih. Nova Hedwigia 69: 90 (1981)

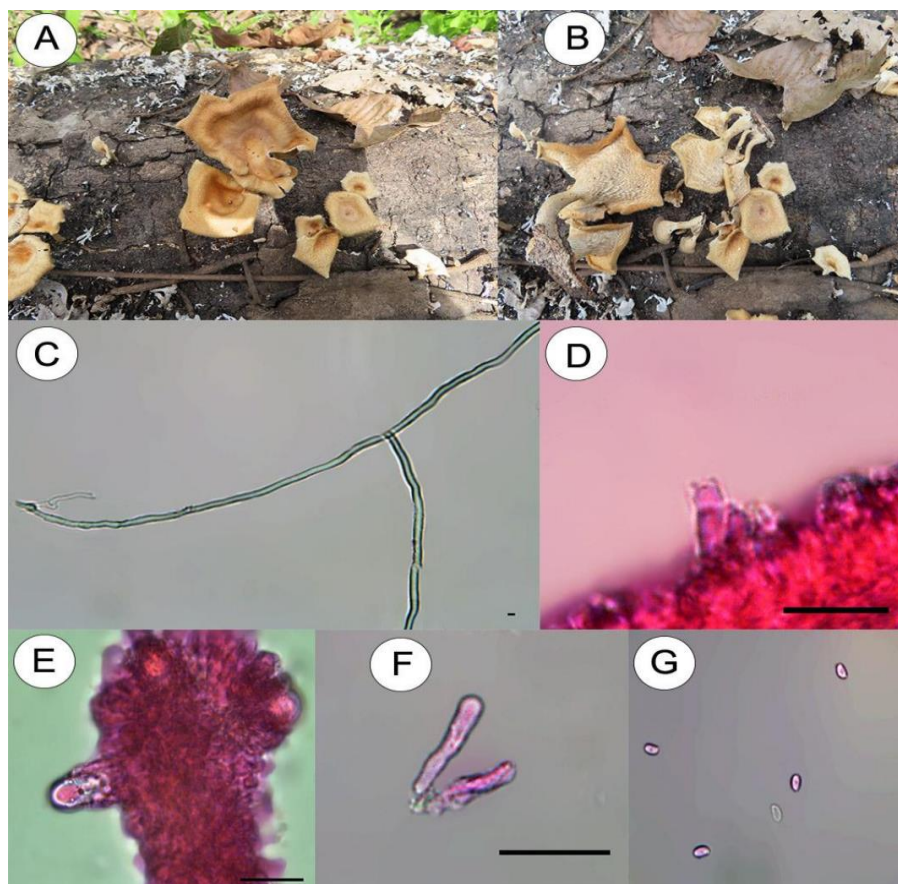
Descrição: **Pileo** infundibuliforme, 3 cm de diâmetro, coloração ocre pálido (4B2) quando jovem, tornando-se ocre escuro (5A5) com o tempo, textura pilosa. Margem curvada, ocre (5A5), mais pilosa que o centro. **Lamelas** decurrentes, onduladas, lamelulas presentes, cor ocre pálido (5A2). **Estipe** cilíndrico, curto, central, curvado, 2 cm de diâmetro em média, base expandida com 3 cm de diâmetro, tomentoso, coloração variando de branco (4A1) a ocre (4B2). **Sistema hifálico** dimítico, hifas generativas de 3 μm de diâmetro, hifas esqueléticas de 2 μm de diâmetro. **Basídios** clavados com quatro esterigmas, dimensões variando entre 14-16 x 5-6 μm . **Basidiosporos** elipsoides, 5-7 x 3-5 μm , hialinos. **Queilocistídios** fusiformes com tamanho entre 16-25 x 5-6 μm . **Metuloides** numerosos com dimensões entre 26-30 x 10-14 μm (Figura 15).

Distribuição no Brasil: Ocorre na região norte (PA, AC, AM, AP, RO, RR), nordeste (BA, PE, PI), centro-oeste (MS), sudeste (RJ, SP, MG) e sul (RS, SC). (CRIA, 2023).

Material examinado: Brasil, Pará, Mocajuba, Ilha Tauaré, 25 de Junho de 2022, Soares AM, AS3025.

Comentários: A morfologia macroscópica da amostra é semelhante descrição de Pegler (1983). Em relação à morfologia microscópica, os metuloides da descrição deste autor e os da amostra estudada são abundantes, os tamanhos são semelhantes, assim como os quelocistídios, porém o tamanho do esporo da amostra AS3025 ($5-7 \times 3-5 \mu\text{m}$) é maior que o da descrição de Pegler (1983) ($4.5-6 \times 2.5-3.7 \mu\text{m}$). Os basidiósporos descritos por Nunes, Cruz e Alves (2020) também são maiores ($6,3-8,7 \times 3,4-4,8 \mu\text{m}$) que os da descrição de Pegler e da amostra deste estudo.

Figura 15 – *Panus lecomtei*. A) e B) Basidioma; C) Hifa generativa; D) Basídio; E) Metuloide. Quelocistídio G- Esporo.



Fonte: A autora.

Panus strigellus (Berk.) Chardón & Toro, J. Dept. Agric. Porto Rico 14(4): 353 (1930)

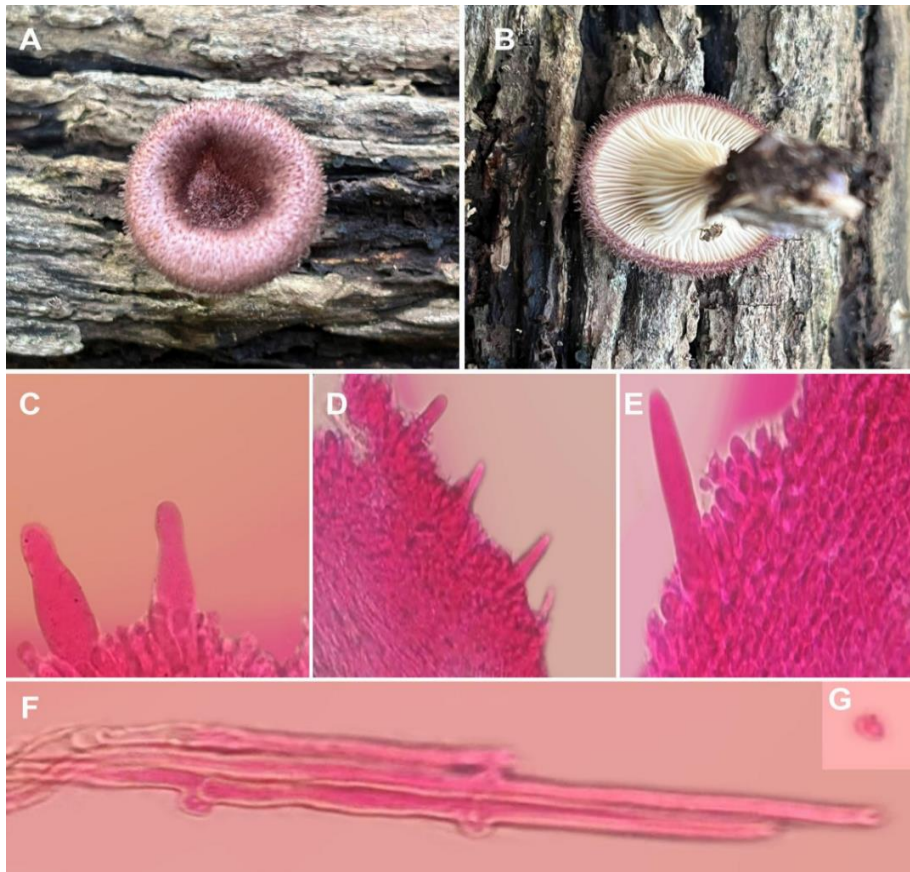
Descrição: **Pileo** infundibuliforme de 2 cm de diâmetro, apresenta fibrilas espaçadas semelhantes a escamas, coloração arroxeadada (10E4). Margem inteira, curvada, pilosa e reta (2B1). **Lamela** decurrente, cheia, lamelulas presentes, cor branca (4A1). **Estipe** central, cilíndrico, 0,5 cm de comprimento, 0,5 cm de diâmetro, tomentoso e de coloração ocre (4B3). **Sistema hifálico** dimítico, hifas generativas com grampos, 4 µm de diâmetro, hifas esqueléticas de 2-3 µm de diâmetro. **Basídio** clavado, pequeno, com quatro esterigmas, com dimensão de 15 x 5 µm. **Basidiosporos** ovoides, 6-7 x 2-3 µm de tamanho, lisos e hialinos. **Queilocistídios** numerosos e hialinos, morfologicamente variando de fusiformes a langeniformes, 20-25 x 7-9 µm. **Gloecistídios** numerosos, com dimensões entre 26-30 x 11-14 µm (Figura 16).

Distribuição no Brasil: Ocorre na região norte (AM, RR, AP, PA), nordeste (BA, PE), centro-oeste (GO) e sudeste (PR, SC, SP). (CRIA, 2023).

Material examinado: Brasil, Pará, Mocajuba, Ilha Tauaré, 25 de novembro de 2022, Farias, VP, VF34, VF21.

Comentários: Os espécimes analisados apresentam as características macroscópicas semelhantes às da descrição de Pegler (1983), assim como as estruturas microscópicas, tais como, esporos e quelocistídios. Tais estruturas apresentam medidas e formato semelhantes aos da descrição do autor. Enquanto os gloecistídios das amostras analisadas neste estudo possuem um tamanho menor do que o descrito. Não há presença de pleurocistídio nas amostras analisadas neste estudo, nem na descrição de Pegler (1983), diferenciando de Vargas-Isla (2015) que descreveu dois tipos de gloecistídios em amostras de *P. strigellus*.

Figura 16 – *Panus strigellus*. A) e B) Basidioma; C) Gloecistídios; D) e E) Quelocistídios; F) Hifa generativa; G) Esporo.



Fonte: A autora.

***Panus* sp.**

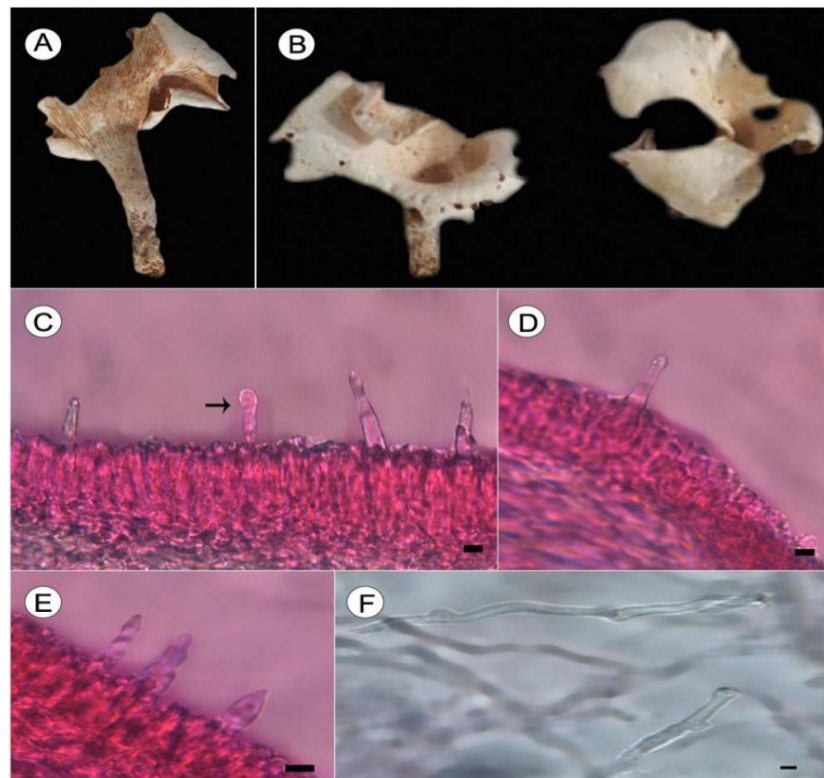
Descrição: **Píleo** infundibuliforme, 3-4 cm de diâmetro, 0,5 mm de espessura, glabro a finamente velutino, branco (1A1). Margem inteira, curvando em algumas áreas, coloração branca (1A1). **Lamelas** decurrentes, lamelulas presentes, cor ocre (4B4). **Estipe** cilíndrico, 2-3 cm de comprimento, 3-5 mm de diâmetro, glabro e de coloração branca (1A1). **Sistema hifálico** dimítico, hifas generativas com grampos, 3 μm de espessura, hifas esqueléticas de 2 μm de largura. **Basidiosporos** elipsoides, 5-7 x 2-4 μm , lisos e hialinos. **Queilocistídios** fusiformes e sinuosos, cônicos, com dimensões entre 27-32 x 7-10 μm . **Esclerocistídios** setoides e numerosos, com tamanho variando entre 20-32,5 x 5-10 μm . **Pleurocistídios** com tamanho variando entre 30-32,5 x 10 μm . **Metuloides** com dimensão de 27 x 6 μm (Figura 17).

Distribuição no Brasil: PA.

Material examinado: Brasil, Pará, Mocajuba, Ilha Costa Santana, 25 de Junho de 2022, Soares, AM, AS3055.

Comentários: A amostra do presente estudo se diferencia das demais do gênero devido suas características microscópicas como a presença de esclerocistídios que são descritos por Pegler (1983) em *P. ciliatus*, *P. hookerianus*, *P. velutinus* e *P. tephroleucus* que possuem o píleo marrom, sendo velutino a hispido, com escamas centrais diferentes da amostra que possui coloração branca. *Panus lecomtei*, *P. conchatus*, *P. parvus* e *P. strigosus* possuem metuloides, mas não apresentam as demais estruturas encontradas na amostra do estudo. Todas essas estruturas estéreis (queilocistídios, esclerocistídios, pleurocistídio e metuloides) juntas não estão nas demais espécies descritas, sendo uma característica diferente.

Figura 17 – *Panus* sp. A) e B) Basidioma; C) Metuloide (indicado pela seta); D) e E) Queilocistídio; F) Hifa generativa com grampos.



Fonte: A autora.

3.3.3 Parâmetros físico-químicos e compostos fenólicos

Os valores de pH mensurados a partir das análises dos extratos dos macrofungos variaram entre 4,7 e 6,92. A amostra de *Lentinus* sp. (VF225) apresentou o maior valor de pH (6,92) dentre os espécimes analisados, enquanto *Lentinus crinitus* (VF158) foi considerado o mais ácido (4,70). No entanto, a escala referente à acidez não mostrou variação significativa (em média $6,12 \pm 0,01$) (Tabela 1). Já os resultados encontrados para o teor de compostos

fenólicos totais das amostras analisadas variaram entre 60,67 e 390,79 mg ECAT/100g. *Lentinus* sp. (VF207L) foi o indivíduo que exibiu o maior teor de compostos fenólicos totais (Tabela 1).

Tabela 1 – Caracterização físico-química e compostos fenólicos de macrofungos das ilhas de várzea de Mocajuba-PA (n=3).

Táxon	Voucher	pH	Acidez (%)	Composto fenólico (mg ECAT/100g)
<i>Lentinus</i> sp.	VF225	6,92± 0,04	6,11±0,05	64,2±1,16
<i>Lentinus</i> sp.	VF207	5,14 ±0,02	6,14 ±0,02	390,79±3,56
<i>Lentinus crinitus</i>	VF158	4,70 ±0,02	6,12±0,03	60,67±0,89

n=3

Fonte: A autora.

Os macrofungos *Lentinus concavus* (VF62), *Lentinus swartzii* (VF59) e *Lentinus* sp. (VF27) foram os que apresentaram concentrações significativamente maiores de macronutrientes (K, Mg e Ca) em relação às outras espécies. *Lentinus* sp. (VF207) e *Lentinus* sp. (VF225), por sua vez, mostraram os maiores teores de K e Mg; enquanto *Lentinula raphanica* (VF37) demonstrou os maiores índices de K e Na. Por fim, *Lentinus crinitus* (VF158) exibiu a maior quantidade para o elemento Ca (Tabela 2). Esses resultados confirmam que as espécies analisadas são especialmente ricas em macronutrientes (K, Mg, Ca e Na).

Em relação aos micronutrientes (Fe, Mn e Cu), *Lentinula raphanica* (VF37) foi a espécie que expressou a maior concentração de Fe (1279,69±12,43 µg g⁻¹). Em contrapartida, os demais macrofungos apresentaram teores de Fe < 500 µg g⁻¹. Os elementos Cu e Mn mostraram teores bem menores (< 60 µg g⁻¹) para todos os fungos macroscópicos analisados. O elemento Ni manifestou um valor abaixo do limite de detecção do equipamento (Tabela 2).

Tabela 2 – Distribuição da composição química e desvio padrão das espécies coletadas.

Macro e micronutrientes ($\mu\text{g g}^{-1}$)							
Táxon	Na	K	Ca	Mg	Cu	Fe	Mn
<i>Lentinus</i> sp. VF225	156,05 $\pm 19,94$	14446,58 $\pm 558,08$	77,70 $\pm 11,44$	1635,70 $\pm 3,68$	12,78 $\pm 3,67$	64,40 $\pm 7,64$	21,08 $\pm 0,11$
<i>Lentinus</i> <i>concausus</i> VF207	153,31 $\pm 24,43$	17813,81 $\pm 347,66$	246,55 $\pm 7,15$	1605,12 $\pm 10,15$	12,91 $\pm 0,91$	109,94 $\pm 13,53$	59,65 $\pm 1,48$
<i>Lentinula</i> <i>raphanica</i> VF37	1647,98 $\pm 152,73$	4266,32 $\pm 614,67$	723,63 $\pm 136,37$	717,30 $\pm 151,00$	32,21 $\pm 0,36$	1279,69 $\pm 12,43$	44,64 $\pm 5,35$
<i>Lentinus</i> sp. VF27	349,94 $\pm 17,18$	4160,05 $\pm 196,22$	1059,36 $\pm 45,79$	1808,99 $\pm 22,23$	17,85 $\pm 2,49$	497,02 $\pm 156,22$	51,26 $\pm 1,51$
<i>Lentinus</i> <i>crinitus</i> VF158	214,65 $\pm 14,67$	241,66 $\pm 8,17$	2181,57 $\pm 62,76$	388,75 $\pm 10,48$	24,64 $\pm 1,47$	234,36 $\pm 15,10$	39,16 $\pm 0,28$
<i>Lentinus</i> <i>swartzii</i> VF59	273,87 $\pm 52,43$	14050,01 $\pm 504,19$	409,99 $\pm 107,80$	1139,92 $\pm 76,69$	23,78 $\pm 5,89$	102,504 $\pm 10,73$	10,73 $\pm 3,55$
<i>Lentinus</i> <i>concausus</i> VF62	373,29 $\pm 52,49$	14455,0 $\pm 735,11$	1847,91 $\pm 85,52$	1060,75 $\pm 63,91$	19,04 $\pm 1,57$	62,86 $\pm 9,55$	7,083 $\pm 1,14$

Fonte: A autora.

3.4 Discussão

3.4.1 Análises filogenéticas

As espécies deste estudo posicionaram-se em três grupos distintos associados aos gêneros de fungos lentinoídes: *Panus*, *Lentinula* e *Lentinus*. Na árvore filogenética consenso envolvendo todos esses gêneros (Figura 1), *Panus* e *Lentinula* formaram um clado monofilético com um forte apoio estatístico (100%). Já as sequências de ITS compiladas no banco de dados

referentes às espécies de *Lentinus* agruparam-se com um moderado valor de bootstrap (79%). Na mesma árvore construída pelos métodos bayesianos e de máxima verossimilhança, *Lentinula raphanica* fez parte de um grupo irmão de *L. boryana* (100%). Quando as espécies do gênero *Lentinula* foram analisadas separadamente dos demais gêneros lentinoides, *L. raphanica* posicionou-se como grupo irmão de *L. ixodes* (Figura 3).

A partir de inferências evolutivas baseadas em sequências da subunidade maior do rDNA (LSU), Capelari, Asai e Ishikawa (2010) também pontuaram a relação filogenética próxima entre um espécime amazônico de *L. raphanica* e *L. boryana*. Resultado similar também foi encontrado na abordagem de Looney *et al.* (2021), onde uma nova espécie foi descrita baseada em sequências de ITS e LSU. Menolli Jr. *et al.* (2022) identificaram a presença de um grupo isolado de *L. raphanica* (denominado de grupo 6), caracterizado por uma ampla distribuição geográfica e presente em países como: Brasil, Colômbia, Costa Rica, Estados Unidos, Porto Rico e Venezuela. Um espécime proveniente do Amazonas, identificado como *L. aff. raphanica* (pertencente ao grupo 7), agrupou-se com a espécie *L. ixodes*. Os autores salientaram que o motivo da referência a *affinis* e a não separação de *L. raphanica* deu-se pela perda do basidioma do espécime (MENOLLI JR. *et al.*, 2022).

Do ponto de vista morfológico, o espécime VF37 de *L. raphanica* apresentou basidiosporos de tamanho maior em relação aos mencionados na descrição original da espécie-tipo. Enquanto Mata, Petersen e Hughes (2001) referem-se aos esporos de *L. raphanica* como ovoides quando visualizados lateralmente, e sub-cilíndricos quando observados frontalmente (4,8-7,2 x 2-3,6 μm), VF37 exibiu basidiosporos cilíndricos (10 x 2,5-3 μm). Na árvore filogenética de *Lentinula* (Figura 3), VF37 ficou inserido em um clado com 100% de bootstrap (disposto como grupo irmão de *L. ixodes*) juntamente com outras sequências de *L. raphanica* provenientes da Costa Rica, Estados Unidos e do Brasil. A relação de parentesco existente entre *L. raphanica* e *L. ixodes* também foi observada (com os mesmos valores de apoio estatístico alcançados neste estudo) nas inferências bayesianas e de máxima verossimilhança realizadas por Oliveira *et al.* (2022), baseadas igualmente em sequências de ITS.

Em relação ao gênero *Panus*, três espécies aparentemente diferentes foram identificadas nas amostras coletadas nas regiões de várzea: *Panus* sp., *P. lecomtei* e *P. strigellus*. *Panus lecomtei* agrupou-se em um clado com 96% de apoio estatístico com amostras do Brasil, China e Rússia (Figura 4). Essa espécie apresenta a nomenclatura de *P. neostrigosus* Drechsler-Santos & Wartchow no index fungorum. Todavia, Vargas-Isla *et al.* (2015) consideraram-na como um sinônimo de *P. lecomtei*, devido a prioridade do último nome.

Além disso, análises filogenéticas baseadas nos marcadores ITS e LSU demonstraram que *P. neostrigosus* e *P. lecomtei* fazem parte do mesmo clado, denominado apenas de *Lecomtei* (LUANGHARN *et al.*, 2019). Por outro lado, no cladograma baseado no marcador ITS de Putra *et al.* (2023), *P. lecomtei* posicionou-se como grupo irmão de *P. neostrigosus*. Mesmo assim, os autores sugeriram que *P. neostrigosus* pode ser de fato *P. lecomtei* devido à alta plasticidade morfológica das espécies de *Panus*.

Embora *P. lecomtei* e *P. strigellus* apresentem semelhanças morfológicas, as duas espécies estão distintamente relacionadas na árvore filogenética construída neste estudo (Figura 4). Os espécimes de *P. strigellus* formaram um clado fortemente apoiado (100%) com espécimes do Paraguai e também do Brasil. Contudo, o posicionamento da espécie foi controverso em comparação aos dados da literatura. Aqui, *P. strigellus* esteve mais proximamente relacionado a *P. bambusinus* e *P. sribuabanensis* (com baixo valor de bootstrap). Em contrapartida, os resultados propostos por Luangharn *et al.* (2019) exibiram *P. strigellus* como grupo irmão de *P. conchatus*, a espécie-tipo do gênero.

No cladograma composto apenas por espécies do gênero, *Panus* sp. (AS3055) estabeleceu-se como um ramo isolado e situado externamente ao clado formado por *P. ciliatus* (Brasil), *P. subfasciatus* (Tailândia) e *P. lecomtei* (Figura 4). Já no filograma contendo os grupos lentinoídes (Figura 1), *Panus* sp. ficou mais proximamente relacionada a *P. lecomtei*, com 78% de apoio. *Panus* sp. é caracterizada pelos basidiosporos elipsoides (5-7 x 2-4 µm), pela presença de pleurocistídios (30-32,5 x 10 µm), esclerocistídios setoides (20-32,5 x 5-7,5 µm) e queilocistídios (27-32 x 7-10 µm). *Panus ciliatus*, originalmente descrita na Indonésia, também apresenta esclerocistídios, sendo caracterizada pelo píleo marrom, variando de velutino a hispido, com escamas centrais. Nesse aspecto, *Panus* sp. (AS3055) é diferente, apresentando textura glabra ou finamente velutina, além de manifestar uma coloração branca. *Panus hookerianus*, *P. velutinus* e *P. tephroleucus* também apresentam esclerocistídios; contudo, todas essas espécies apresentam basidioma piloso de coloração marrom. O espécime deste estudo será melhor investigado para uma determinação mais precisa da espécie.

Dentre os gêneros coletados, *Lentinus* foi o mais representado nas áreas de várzea. A árvore filogenética baseada nas sequências de ITS mostrou cinco grupos principais de espécies (Figura 2). Originalmente, *Lentinus scleropus* possui basidioma branco, variando a textura de finamente tomentosa até velutina. Seus basidiosporos são estreitamente cilíndricos (6,2-8,5 x 2-3,5 µm), com a presença de queilocistídios (22-34 x 3-5,5 µm) e ausência de medas

(PEGLER, 1983). Os espécimes de *L. scleropus* (AS3005 e VF164) identificados apresentaram pequenas diferenças em relação às descrições originais, tais como estrias no basidioma e esporos cilíndrico-elipsoides (6-7 x 2-2,5 µm). Além disso, apresentaram queilocistídios fusiformes (22-34 x 6-8 µm) e pileipelis com trichoderma em fascículos soltos, assim como mencionados por Pegler (1983).

Na árvore evolutiva de *Lentinus* sensu stricto, o clado formado por espécies de *L. scleropus* e *L. striatulus* retiradas do NCBI mostrou um baixo valor de apoio estatístico (Figura 2). Seelan *et al.* (2015) encontraram uma conformação semelhante estudando as relações filogenéticas de *Lentinus*. Os autores indicaram que as sequências referentes a *L. scleropus* (GU207310) e *L. striatulus* (GU207311) ficaram dispostas na seção *Lentodiellum*. As relações dessa seção ainda não foram bem resolvidas, talvez sendo necessária uma maior quantidade de informação a ser extraída de genomas totais. A espécie-tipo de *L. scleropus* é proveniente do Brasil (Rio de Janeiro); já as sequências de *L. scleropus* disponíveis no Genbank e que ficaram em um grupo separado das sequências geradas neste estudo são oriundas de espécimes do México, Guiana, Granada e Costa Rica. Assim, é mais provável que os indivíduos analisados neste estudo sejam de fato *L. scleropus*; porém, o tipo deverá ser consultado.

Lentinus sp. VF163 mostrou-se como grupo irmão de *L. scleropus* (VF164 e AS3005). Apesar dos espécimes serem provenientes da mesma área de coleta, morfologicamente *Lentinus* sp. VF163 é muito diferente de *L. scleropus*. O espécime possui basidiosporos cilíndricos menores (5-6 x 1,8-2 µm), medas abundantes e cilíndrico-cônicas em seu formato (28-35 x 15-18 µm) (não existem medas em *L. scleropus*) e presença de cristais quadrados e/ou retangulares na trama. Entretanto, de acordo com a literatura, apenas *L. crinitus* e *L. berteroi* apresentam cristais nas medas. Por sua vez, *L. polychrous* exhibe material cristalino avermelhado, incrustado e em ramos terminais, diferente do observado no espécime identificado neste estudo.

Os exemplares coletados nas áreas de várzea e identificados como *Lentinus swartzii* formaram um grupo com espécimes da Costa Rica (GU202277) e Tailândia (71% de bootstrap). Essa espécie é caracterizada por um basidioma rígido, coriáceo e com escamas fibrosas, triangulares e piramidais. Os basidiosporos são sub-cilíndricos (5,5-8 x 2,2-3,2 µm) e possuem medas abundantes. O espécime denominado como *Lentinus* sp.2 ficou inserido em um clado composto por sequências de *L. swartzii* (com elevado apoio estatístico). Além da visualização de apenas uma meda, esse espécime apresenta basidioma semelhante ao de *L. swartzii*; todavia, os esporos são cilíndricos, estreitos e maiores (10-12,5 x 2-3 µm) em comparação aos

indivíduos do grupo. A presença de hifas levemente dextrinoides também é uma característica não mencionada na descrição do gênero *Lentinus*.

Na árvore dos gêneros lentinoides (Figura 1), a espécie *L. tricholoma* (VF203) agrupou-se com representantes do gênero *Neofavolus* (86% de apoio estatístico). Porém, no filograma composto somente por espécies de *Lentinus*, VF203 ficou inserido em um clado com sequências representativas da espécie *L. tricholoma* (81% de bootstrap) (Figura 2). Krüger, Hughes e Petersen (2004) chegaram à conclusão de que os espécimes provenientes de Porto Rico, México e Costa Rica não diferiam morfológicamente entre si. Além disso, após realizarem análises filogenéticas baseadas em ITS, os autores inferiram que esse marcador é limitado para detectar grupos intercompatíveis, mesmo apresentando regiões de heterogeneidade dentro da repetição de rDNA. Por fim, medas foram visualizadas nas lâminas de *Lentinus tricholoma* (VF203), uma característica ainda não mencionada na descrição da espécie.

Lentinus crinitus é a espécie-tipo do gênero *Lentinus*, oriunda da Jamaica. Neste estudo, quatro espécimes foram identificados morfológicamente como *L. crinitus* e formaram um clado com espécimes da Costa Rica e Brasil (65% de bootstrap). Embora nenhuma sequência da localidade esteja disponível, os espécimes deste grupo apresentaram poucas variações morfológicas, e o baixo valor de bootstrap não ajuda a esclarecer a relação interespecies desse clado.

Por sua vez, o grupo formado por espécimes de *L. berteroi* exibiu um valor de apoio estatístico correspondente a 75%. As espécies do gênero *Lentinus* identificadas nas áreas de várzea (*Lentinus* sp. VF207, *L. berteroi* AS3016, *Lentinus* sp. VF159 e *L. berteroi* AS3061) agruparam-se em uma politomia com sequências de *L. berteroi* e *L. crinitus* depositadas no banco de dados do NCBI. Com a espécie-tipo proveniente de Guadalupe, *Lentinus berteroi* é morfológicamente caracterizada pelo basidioma coberto com pelos, sistema hifálico dimítico, hifas rígidas e queilocistídio clavado (23-28 x 3-7 µm), liso e de parede fina (RYVARDEN, 2014). Somente uma única sequência do Brasil registrada como *L. crinitus* faz parte desse grupo, provavelmente representando *L. berteroi*.

Lentinus sp. (VF207) faz parte de um grupo sólido do ponto de vista estatístico, composto por *L. berteroi* (100%). Do ponto de vista morfológico, VF207 é caracterizada pelo basidioma branco, semelhante a *L. concavus*. Contudo, VF207 não assemelha-se à *L. berteroi*, pois é glabra, possui o sistema hifálico dimítico com hifas esqueléticas dominando a trama. As

hifas são frouxas/soltas e os queilocistídios são clavados (30-50 x 7-9 μm). Quando a morfologia é comparada, VF207 também difere de *L. concavus*. De acordo com Ryvar den (2014), essa espécie não apresenta queilocistídios e o sistema hifálico “é quase monomítico”.

Os resultados apresentados indicam que somente o marcador ITS provavelmente não seja suficiente para estabelecer as relações entre as espécies lentinoídes provenientes da área de estudo. Assim, faz-se necessária a adição de mais marcadores com padrões evolutivos diferentes para a melhor compreensão das relações filogenéticas entre as espécies. Seelan *et al.* (2015) explicitaram que talvez somente genomas inteiros consigam esclarecer o posicionamento dos diferentes grupos de gêneros lentinoídes e poliporoídes.

3.4.2 Composição química

Os dados de pH relacionados aos espécimes *Lentinus* sp. VF225 e *Lentinus* sp. VF207 indicam valores levemente ácidos, assim como de ácido titulável. Esses índices estão abaixo daqueles apresentados por Fabros *et al.* (2022) para o gênero *Lentinus*. Uma vez que não são muito ácidas e nem muito básicas, um indicativo da ausência de toxinas que possam ser prejudiciais ao homem ou aos animais, essas espécies podem ter seu uso como fonte alimentícia (ADEDAYO *et al.*, 2010).

Além das características apresentadas pelos macrofungos lentinoídes analisados neste estudo permitirem o seu uso como fonte de nutrientes, a literatura tem fornecido evidências da importância da busca e isolamento de metabólitos secundários na forma dos compostos fenólicos. O teor total dessas substâncias encontrado em *Lentinus* sp. VF207 foi semelhante ao encontrado em outra espécie do gênero, *L. squarrosulus* (ANNO *et al.*, 2021). Presentes tanto nos fungos quanto constitutivamente em outros organismos, as estruturas bioativas dos compostos fenólicos permitem, além da proteção natural contra insetos, vírus e bactérias (HELENO *et al.*, 2015), a eliminação de radicais livres que favorecem a oxidação e o envelhecimento de estruturas celulares, podendo atuar como agente protetor contra o câncer (JAHANGIR *et al.*, 2009; TORRES *et al.*, 2018).

Diferentemente dos valores obtidos para o pH e para o conteúdo de compostos fenólicos, o teor de cálcio das amostras manifestou grandes variações, provavelmente porque as espécies de macrofungos que vivem em árvores têm uma taxa mais elevada em relação àquelas que estão em folhas mortas ou micorrizas (GIRALDO *et al.*, 2023). Por outro lado, o elemento potássio

exibiu a maior concentração nas amostras analisadas, semelhante à proporção encontrada para a espécie *Panus velutinus*, proveniente da Índia (KOKOTI *et al.*, 2021). Nos espécimes coletados nas áreas de várzea, a quantidade de magnésio foi estimada entre 381 e 1824,78 $\mu\text{g g}^{-1}$. Essas observações corroboram com as levantadas por Podlasínska *et al.* (2015), que descobriram valores relativamente baixos em diferentes espécies.

Por fim, os teores de cobre e ferro indicados pelas amostras variaram substancialmente. Enquanto a proporção de cobre oscilou entre 12,78 $\mu\text{g g}^{-1}$ (*Lentinus* sp. VF225) e 32,21 $\mu\text{g g}^{-1}$ (*Lentinula* sp. VF37), semelhante aos valores apresentados por Kokoti *et al.* (2021) em estudos do gênero *Lentinus* localizados na Índia, os índices obtidos para o elemento ferro exibiram uma amplitude bem maior (64,40 a 1279,69 $\mu\text{g g}^{-1}$). Ou seja, as flutuações observadas não podem ser correlacionadas ao caráter taxonômico.

Assim como evidenciado para o elemento cálcio, o tipo de substrato influencia diretamente na quantidade de ferro na amostra. Nesse caso, espécies que vivem em troncos das árvores apresentam um teor menor desse elemento em comparação com outras espécies em diferentes tipos de substrato (KOKOTI *et al.*, 2021). Singh e Singh (2012) igualmente relataram a existência de uma grande variação dos teores de macro e micronutrientes em *Pleurotus sapidus* devido à variação genética entre os indivíduos, substratos e tecnologias de cultivo que afetam sua composição.

Os cogumelos, especialmente do gênero *Lentinus*, podem ser considerados como uma fonte considerável de K, Ca, Mg, Na, Fe, Cu e Zn, nutrientes essenciais ao corpo humano, atuando como reguladores e/ou cofatores de muitas enzimas (GUCIA *et al.*, 2012; KOYYALAMUDI *et al.*, 2013; MACHADO *et al.*, 2016). De acordo com o regulamento técnico para cogumelos comestíveis no Brasil (BRASIL, 2005), é permitida a comercialização na forma seca, inteira, fragmentada, moída ou em conserva. E outros processos que promovem a segurança alimentar e aumentam o prazo de validade são a secagem, a defumação, o cozimento, a salga ou a fermentação.

O campo dos macrofungos ainda é extenso e necessita de esforços contínuos. Considerando que cada espécie é um universo de possibilidades a ser explorado, a caracterização detalhada de cada uma delas torna-se de fundamental importância no desenvolvimento de novas técnicas de processamento e cultivo, visando transformá-los em um produto com suas características nutricionais e medicinais inalteradas.

3.5 Conclusão

Os fungos lentinoídes coletados nas ilhas de várzea do município de Mocajuba-PA apresentaram uma variedade fenotípica importante. Apesar desses organismos serem classificados em três grupos principais (*Lentinus*, *Panus* e *Lentinula*), as descrições baseadas nos caracteres macro e micromorfológicos nem sempre correspondiam aos tipos descritos na literatura. O marcador ITS foi capaz de confirmar o vínculo evolutivo e historicamente estabelecido para os gêneros. No entanto, a informação não foi suficiente para a definição das relações entre espécies presentes em determinados grupos. Assim, outras regiões do genoma nuclear ou mitocondrial e que apresentem padrões evolutivos distintos devem ser utilizados para contornar essa questão. Do ponto de vista nutricional, a análise da constituição química e dos compostos fenólicos dos extratos credenciam o desenvolvimento de novos estudos para a implementação desse grupo específico de macrofungos na alimentação humana e, através da ação dos seus compostos bioativos, como alternativa terapêutica.

AGRADECIMENTOS

O presente trabalho foi realizado com apoio da Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior - Brasil (CAPES) - Código de Financiamento 001. Agradecimentos à Fundação Amazônia de Amparo a Estudos e Pesquisas (FAPESPA). Ao Museu Paraense Emílio Goeldi (MPEG) e Universidade Federal Rural da Amazônia (UFRA) pelo apoio e disponibilidade de estrutura física tornando possível a realização do presente estudo.

REFERÊNCIAS

ADEDAYO, M. R. *et al.* Nutritional value of some edible mushrooms from egbe farmland, West Yagba Local Government Area, Kogi State, Nigeria. **African Journal of Food Science**, v. 4, n. 5, p. 297-299, 2010.

ALVES, V. M. Corpo e ambiente no mundo da vida das ilhas de Mocajuba (PA): uma etnografia sensorial sobre o campesinato amazônico. **Papers do NAEA**, v. 28, n. 3, p. 153-177, 2019.

- ANNO, H. F. A. *et al.* Phenolic compound and antioxidant activity of two slightly consumed wild mushrooms (*Lentinus squarrosulus* and *Auricularia politrich*) in three regions from center Ivory Coast. **Turkish Journal of Agriculture - Food Science and Technology**, v. 9, n. 10, p. 1931–1937, 2021.
- ARAÚJO, I. F. *et al.* Efeito do pH na atividade de lacase e na descoloração de corantes industriais por extrato enzimático de *Panus lecomtei*. **Scientia Amazonia**, v. 8, n. 3, p. 6-15, 2019.
- BERTÉLI, M. B. D. *et al.* *Lentinus crinitus* basidiocarp stipe and pileus: chemical composition, cytotoxicity and antioxidant activity. **European Food Research and Technology**, v. 247, n. 6, p. 1355-1366, 2021.
- BINDER, M. *et al.* Phylogenetic and phylogenomic overview of the Polyporales. **Mycologia**, v. 105, p. 1350–1373, 2013.
- BRASIL. Ministério da Saúde. Agência Nacional de Vigilância Sanitária (ANVISA). Resolução - RDC n. 272, de 22 de setembro de 2005, dispõe sobre o **Regulamento técnico para produtos de vegetais, produtos de frutas e cogumelos comestíveis**. Diário Oficial da República Federativa do Brasil, Brasília, DF. Disponível em: https://bvsms.saude.gov.br/bvs/saudelegis/anvisa/2005/rdc0272_22_09_2005.html. Acesso em: 24 dez 2022.
- CAPELARI, M.; ASAI, T.; ISHIKAWA, K. Occurrence of *Lentinula raphanica* in Amazonas State, Brazil. **Mycotaxon**, v. 113, n. 1, p. 355-364, 2010.
- CARLOS JR., E. A.; WELCH, J. R. **Enciclopédia dos alimentos Yanomami (Sanöma): cogumelos**. Instituto Sócioambiental Hutukara Associação Yanomami. São Paulo: Boa Vista. 2016. 108 p.
- CHATURVEDI, A. D. *et al.* Ecotoxic heavy metals transformation by bacteria and fungi in aquatic ecosystem. **World Journal of Microbiology and Biotechnology**, v. 31, n. 10, p. 1595-1603, 2015.
- CORNER, E. J. H. The agaric genera *Lentinus*, *Panus* and *Pleurotus* with particular reference to Malaysian species. **Nova Hedwigia**, v. 69, p.1169, 1981.
- COUNET, C.; COLLIN, S. Effect of the Number of Flavanol Units on the Antioxidant Activity of Procyanidin Fractions Isolated from Chocolate. **Journal of Agriculture and Food Chemistry**, v.51, p.6816–6822, 2003.
- DRECHSLER-SANTOS, E. R. *et al.* Studies on lentinoid fungi (*Lentinus* and *Panus*) from the semi-arid region of Brazil. **The Journal of the Torrey Botanical Society**, v. 139, n. 4, p. 437-446, 2012.
- FABROS, J. A. *et al.* Distribution, cultivation, nutritional composition, and bioactivities of *Lentinus* (Polyporaceae, Basidiomycetes): A review. **Current Research in Environmental & Applied Mycology**, v. 12, n. 1, p. 170-219, 2022.

FIDALGO, O., BONONI, V. L. R. **Técnicas de coleta, preservação e herborização de material botânico**. São Paulo: Instituto de Botânica, p. 62, 1989.

FRIES, E. M. *Elenchus Fungorum*. Vol. 1. **Gryphiswaldiae**, v. 1, 1828. 238 p.

FRIES, E. M. *Systema orbis vegetabilis*. **Lundae**, 1825. 366 p.

FURLANI, R. P. Z.; GODOY, H. T. Valor nutricional de cogumelos comestíveis: uma revisão. **Revista do Instituto Adolfo Lutz**, v. 64, n. 2, p. 149-154, 2005.

GAMBOA-TRUJILLO, P. *et al.* Edible Mushrooms of Ecuador: consumption, myths and implications for conservation. **Ethnobotany Research and Applications**, v.18, p. 1–15, 2019.

GBIF. **The Global Biodiversity Information Facility**. Disponível em: <https://www.gbif.org>. Acesso em: 20 dez. 2023.

GIBERTONI, T. B.; DRECHSLER-SANTOS, E. R. Lignocellulolytic Agaricomycetes from the Brazilian Cerrado biome. **Mycotaxon**, v. 111, p. 87–90, 2010.

GIRALDO, L. R. *et al.* Nutritional Value and Antioxidant, Antimicrobial and Cytotoxic Activity of Wild Macrofungi. **Microorganisms**, v. 11, n. 5, p. 1158, 2023.

GUCIA, M. *et al.* Multivariate analysis of mineral constituents of edible Parasol Mushroom (*Macrolepiota procera*) and soils beneath fruiting bodies collected from Northern Poland. **Environmental Science and Pollution Research**, v. 19, p. 416-431, 2012.

HALL, T. A. Bioedit: a user-friendly biological sequence alignment editor and analysis program for Windows 95/98/NT. **Nucleic Acids Symposium Series**, v. 41, p. 95-98, 1999.

HELENO, S. A. *et al.* A comparative study of chemical composition, antioxidant and antimicrobial properties of *Morchella esculenta* (L.) Pers. from Portugal and Serbia. **Food Research International**, v. 51, n. 1, p. 236-243, 2013.

HIBBETT, D. S.; VILGALYS, R. Phylogenetic Relationships of *Lentinus* (Basidiomycotina) inferred from Molecular and Morphological Characters. **Systematic Botany**, v.18, p.409-433, 1993.

IBGE - INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA. **Cidades e Estados: Mocajuba**. Rio de Janeiro, RJ: IBGE, 2021. Disponível em: <https://www.ibge.gov.br/cidades-e-estados/pa/mocajuba.html>. Acesso em: 03 out. 2022.

INMET - INSTITUTO NACIONAL DE METEOROLOGIA. **Gráficos e relatórios climatológicos**. Ministério da Agricultura e Pecuária: Brasília, DF. Disponível em: <http://www.inmet.gov.br>. Acesso em: 20 dez. 2023.

JAHANGIR, M. *et al.* Health-affecting compounds in Brassicaceae. **Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety**, v. 8, n. 2, p. 31-43, 2009.

- KATOH, K., STANDLEY, D. M. MAFFT multiple sequence alignment software version 7: improvements in performance and usability. **Molecular Biology and Evolution**, v. 30, n. 4, p. 772-780, 2013.
- KOKOTI, M. *et al.* Nutritional properties, antioxidant and antihaemolytic activities of the dry fruiting bodies of wild edible mushrooms consumed by ethnic communities of Northeast India. **Polish Journal of Food and Nutrition Sciences**, v. 71, n. 4, p. 463-480, 2021.
- KORNERUP, A.; WANSCHER, J.H. **Methuen Handbook of Colour**. 3 ed. London: Eyre Methuen. 1978, 252 p.
- KOYYALAMUDI, S. R. *et al.* Micronutrient mineral content of the fruiting bodies of Australian cultivated *Agaricus bisporus* white button mushrooms. **Journal of Food Composition and Analysis**, v. 31, n. 1, p. 109-114, 2013.
- KRÜGER, D.; HUGHES, K. W.; PETERSEN, R. H. The tropical *Polyporus tricholoma* (Polyporaceae) - taxonomy, phylogeny, and the development of methods to detect cryptic species. **Mycological Progress**, v. 3, n. 1, p. 65-79, 2004.
- LIMA-JÚNIOR, N. C.; GIBERTONI, T. B.; MALOSSO, E. Delimitation of some neotropical laccate *Ganoderma* (Ganodermataceae): molecular phylogeny and morphology. **Revista de Biologia Tropical**, v. 62, p. 1197-1208, 2014.
- LOONEY, B. P. *et al.* *Lentinula madagasikarensis* sp. nov., a relative of shiitake mushrooms from Madagascar. **Fungal Systematics and Evolution**, v. 92, p. 881-882, 2021.
- LUANGHARN, T. *et al.* Morphological and molecular identification of *Panus conchatus* (Polyporaceae, Polyporales) from Yunnan Province, China. **Studies in Fungi**, v. 4, n. 1, p. 253-262, 2019.
- MACHADO, A. R. G. *et al.* Nutritional value and proteases of *Lentinus citrinus* produced by solid state fermentation of lignocellulosic waste from tropical region. **Saudi Journal of Biological Sciences**, v. 23, n. 5, p. 621-627, 2016.
- MATA, J. L.; PETERSEN, R. H.; HUGHES, K. W. The genus *Lentinula* in the Americas. **Mycologia**, v. 93, n. 6, p. 1102-1112, 2001.
- MENOLLI, N. Jr. *et al.* Global phylogeny of the Shiitake mushroom and related *Lentinula* species uncovers novel diversity and suggests an origin in the Neotropics. **Molecular Phylogenetics and Evolution**, v. 173, 2022.
- NEVES, M. A., BASEIA, I. G., DRECHSLER-SANTOS, E. R., GÓES-NETO, A. **Guide to the common fungi of the semiarid region of Brazil**. Florianópolis, Brasil: TECC Editora, p. 132, 2013.
- NOGUEIRA, K. N. S., COSTA, F. A., ADAMI, M. Território e trabalho: análise geoeconômica com base em trajetórias camponesas. **Novos Cadernos NAEA**, v. 21, n. 1, p. 117-137, 2018.

OLIVEIRA, J. J. S. *et al.* *Lentinula ixodes* comb. nov. (Omphalotaceae, Agaricales) including new records in Brazil. **Mycoscience**, v. 63, n. 6, p. 254-266, 2022.

PEGLER, D. N. The classification of the genus *Lentinus* Fr. (Basidiomycota). **Kavaka**, v.3, p.11–20, 1975.

PEGLER, D. N. The genus *Lentinus*: A world monograph. **Kew Bulletin, Additional Series**, v.10, p.1-281, 1983.

PIRAUX, M. *et al.* A relação entre diversidade espacial e diversidade da agricultura familiar no Território Baixo Tocantins. In: SIMÕES, A.; RODRIGUES, E. T.; ROCHA, G. M.; GRANCHAMP, L. (org.). **Reinvenções territoriais: diversidade e aprendizagem sociais**. Belém: NUMA/UFPA, 2019. p. 43-73.

PODLASIŃSKA, J. *et al.* Content of Pb, Hg, Zn, Mn, Cu, and Fe in macrofungi collected from Wkrzanska forest in northwestern Poland. **Polish Journal of Environmental Studies**, v. 24, p. 651-656, 2015.

PUTRA, I. P.; HERMAWAN, R.; SALMAN, A. B. A. Newly Recorded *Panus lecomtei* (Fr.) Corner (Basidiomycota: Panaceae) for Indonesia. **Makara Journal of Science**, v. 27, n. 3, p. 165-171, 2023.

RONQUIST, F.; TESLENKO, M.; VAN DER MARK, P. MrBayes 3.2: Efficient Bayesian phylogenetic inference and model choice across a large model space. **Systematic Biology**, v. 61, p. 1–4, 2012.

RYVARDEN, L. Stereoid fungi of America. **Synopsis Fungorum**, v. 28, Oslo: Fungiflora. 2010. 206 p.

RYVARDEN, L. Studies in Neotropical polypores 37. Some new and interesting species from tropical America. **Synopsis Fungorum**, v. 32, p. 58–67, 2014.

SEELAN, J. S. S. *et al.* Phylogenetic relationships and morphological evolution in *Lentinus*, *Polyporellus* and *Neofavolus*, emphasizing southeastern Asian taxa. **Mycologia**, v. 107, n. 3, p. 460-474, 2015.

SENTHILARASU, G. The lentinoid fungi (*Lentinus* and *Panus*) from Western Ghats, India. **IMA Fungus**, v. 6, n. 1, p. 119-28, 2015.

SILVA, R. F.; PASCHOLATI, S. F.; BEDENDO, I. P. Indução de resistência em plantas de berinjela por *Lentinula edodes* e *Agaricus blazei* contra *Ralstonia solanacearum*: aspectos bioquímicos e biomassa vegetal. **Summa phytopathologica**, v. 34, p. 137-144, 2008.

SINGER, R. **The Agaricales in Modern Taxonomy**. 4 ed. Königstein: Sven Koeltz Scientific Books, 1986. 981 p.

SINGH, M. P.; SINGH, V. K. Biodegradation of vegetable and agrowastes by *Pleurotus sapidus*: a novel strategy to produce mushroom with enhanced yield and nutrition. **Cellular and Molecular Biology**, v. 58, n. 1, p. 1-7, 2012.

SINGLETON, V. L.; ORTHOFER, R.; LAMUELA-RAVENTÓS, R. M. Analysis of total phenols and other oxidation substrates and antioxidants by means of folin-ciocalteu reagent. **Methods in enzymology**, v. 299, p. 152-178, 1999.

TEIXEIRA, A. R. **Métodos para estudo das hifas do basidiocarpo de fungos poliporáceos**. Manual nº 6. Instituto de Botânica: São Paulo. 1995. 20 p.

TORRES, T. J. *et al.* Presence and distribution of heavy metal tolerant fungi in surface soils of a temperate pine forest. **Applied Soil Ecology**, v. 131, p. 66-74, 2018.

TRIFINOPOULOS, J. *et al.* W-IQ-TREE: a fast online phylogenetic tool for maximum likelihood analysis. **Nucleic Acids Research**, v. 8, n. 44, p. 232-235, 2016.

VARGAS-ISLA, R. *et al.* Relationship between *Panus lecomtei* and *P. strigellus* inferred from their morphological, molecular and biological characteristics. **Mycoscience**, v. 56, p. 561-571, 2015.

VARGAS-ISLA, R.; ISHIKAWA, N. K. Optimal conditions of *in vitro* mycelial growth of *Lentinus strigosus*, an edible mushroom isolated in the Brazilian Amazon. **Mycoscience**, v. 49, n. 3, p. 215-219, 2008.

VARGAS-ISLA, R.; ISHIKAWA, N. K.; PY-DANIEL, V. Contribuições etnomicológicas dos povos indígenas da Amazônia. **Biota Amazônia**, v. 3, n. 1, p. 58-65, 2013.

WHITE, T. J. *et al.* Amplification and direct sequencing of fungal ribosomal RNA genes for phylogenetics. *In*: INNIS, M. A.; GELFAND, D. H.; SNINSKY, J. J.; WHITE, T. J. (org.). **PCR protocols, a guide to methods and applications**. Academic: San Diego, 1990. p. 315–322.

ZENEON, O.; PASCUET, N. S.; TIGLEA, P. (coord.). **Métodos físico-químicos para análise de alimentos**. 12 ed. São Paulo: Instituto Adolfo Lutz, 2008. 1020 p.

4 CONSIDERAÇÕES FINAIS

Este estudo é pioneiro com macrofungos Agaricomycetes de áreas de várzea no bioma amazônico, tornando-se peça fundamental na ampliação do conhecimento sobre a diversidade da Amazônia brasileira. As três ilhas de Várzea de Mocajuba estudadas demonstraram elevada riqueza e diversidade de espécies, sendo a maioria consideradas raras. Além disso, as ilhas apresentaram diferenças na composição de espécies de macrofungos.

Todas as espécies são novos registros para a área de estudo, e seis são novas para o Pará. Pelo menos três novas espécies foram encontradas. Os fungos lentinoídes analisados neste estudo foram classificados em três gêneros. As espécies apresentam variações genéticas e plasticidades fenotípicas. Contudo, visto que esse grupo apresentou taxa com relações filogenéticas inconclusivas, é necessário aumentar a quantidade de marcadores genéticos para uma melhor circunscrição taxonômica.

As análises químicas revelaram que os fungos lentinoídes são ricos em macro e micronutrientes e compostos fenólicos. No entanto, precisa-se de mais estudos para confirmar o potencial dos fungos lentinoídes das ilhas de várzea para diferentes áreas da biotecnologia, e técnicas de processamento mais adequadas como produto alimentar, a fim de manter as características nutricionais e medicinais.

APÊNDICE – NÚMEROS DE ACESSO DO GENBANK DAS SEQUÊNCIAS UTILIZADAS NO BANCO DE DADOS

Táxon	Voucher	Genbank	País	Localidade tipo
<i>Exidia glandulosa</i> (Bull.) Fr.		AB871761	Japão	França
<i>Lentinus badius</i> (Berk.) Berk.		GU207275	Malásia	—

<i>Lentinus badius</i> (Berk.) Berk.		KP283478	Malásia	—
<i>Lentinus berteroi</i> (Fr.) Fr.		GU207305	Argentina	Guadalupe
<i>Lentinus berteroi</i> (Fr.) Fr.		MK890046	Brasil	Guadalupe
<i>Lentinus berteroi</i> (Fr.) Fr.		GU207307	República Dominicana	Guadalupe
<i>Lentinus berteroi</i> (Fr.) Fr.		GU207306	República Dominicana	Guadalupe
<i>Lentinus berteroi</i> (Fr.) Fr.	AS3061	A submeter	Brasil	Guadalupe
<i>Lentinus berteroi</i> (Fr.) Fr.	AS3016	A submeter	Brasil	Guadalupe
<i>Lentinus berteroi</i> (Fr.) Fr.	VF159	A submeter	Brasil	—
<i>Lentinus crinitus</i> (L.) Fr.		JQ955723	Brasil	Jamaica
<i>Lentinus crinitus</i> (L.) Fr.		OK393677	Brasil	Jamaica
<i>Lentinus crinitus</i> (L.) Fr.		KP283495	Costa rica	Jamaica
<i>Lentinus crinitus</i> (L.) Fr.		MH915574	Brasil	Jamaica
<i>Lentinus crinitus</i> (L.) Fr.	VF127	A submeter	Brasil	Jamaica
<i>Lentinus crinitus</i> (L.) Fr.	AS3007	A submeter	Brasil	Jamaica
<i>Lentinus crinitus</i> (L.) Fr.	AS3012	A submeter	Brasil	Jamaica
<i>Lentinus crinitus</i> (L.) Fr.	VF158	A submeter	Brasil	Jamaica
<i>Lentinus cyathiformis</i> (Schaeff.) Bres.		EF524038	—	Alemanha

Táxon	Voucher	Genbank	País	Localidade tipo
<i>Lentinus polychrous</i> Lév.		KP283485	Tailândia	Indonésia
<i>Lentinus polychrous</i> Lév.		KP283486	Malásia	Indonésia
<i>Lentinus sajor-caju</i> (Fr.) Fr.		KP283492	Malásia	Indonésia

<i>Lentinus sajor-caju</i> (Fr.) Fr.		KP283493	Malásia	Indonésia
<i>Lentinus scleropus</i> (Pers.) Fr.		GU207310	México	Brasil - RJ
<i>Lentinus scleropus</i> (Pers.) Fr.		PP102338	Guiana	Brasil - RJ
<i>Lentinus scleropus</i> (Pers.) Fr.		OR732071	Granada	Brasil - RJ
<i>Lentinus scleropus</i> (Pers.) Fr.	AS3005	A submeter	Brasil	Brasil - RJ
<i>Lentinus scleropus</i> (Pers.) Fr.	VF164	A submeter	Brasil	Brasil - RJ
<i>Lentinus squarrosulus</i> Mont.		KP283482	China	Índia
<i>Lentinus squarrosulus</i> Mont.		KP283483	Malásia	Índia
<i>Lentinus strigosus</i> Fr.		KM411451	Rússia	EUA
<i>Lentinus strigosus</i> Fr.		KM411451	Rússia	EUA
<i>Lentinus striatulus</i> Lév.		GU207311	Costa Rica	Guiana Francesa
<i>Lentinus swartzii</i> Berk.		GU207277	Costa Rica	Jamaica
<i>Lentinus swartzii</i> Berk.		KT956124	—	Jamaica
<i>Lentinus swartzii</i> Berk.	AS3038	A submeter	Brasil	Jamaica
<i>Lentinus swartzii</i> Berk.	VF59	A submeter	Brasil	Jamaica
<i>Lentinus</i> sp.1	VF163	A submeter	Brasil	
<i>Lentinus</i> sp.2	VF27	A submeter	Brasil	—
Táxon	Voucher	Genbank	País	Localidade tipo
<i>Lentinus</i> sp.3	VF207	A submeter	Brasil	—
<i>Lentinus tigrinus</i> (Bull.) Fr.		KM411459	Rússia	—
<i>Lentinus tricholoma</i> (Mont.) Zmitr.		ON876029	Benin	Cuba

<i>Lentinus tricholoma</i> (Mont.) Zmitr.		AJ132942	Porto rico	Cuba
<i>Lentinus tricholoma</i> (Mont.) Zmitr.		OK393677	Benin	Cuba
<i>Lentinus tricholoma</i> (Mont.) Zmitr.	VF203	A submeter	Brasil	Cuba
<i>Lentinula aciculospora</i> J.L. Mata & R.H. Petersen		JQ247977	Equador	Costa rica
<i>Lentinula aciculospora</i> J.L. Mata & R.H. Petersen		AY016443	Costa rica	Costa rica
<i>Lentinula boryana</i> (Berk. & Mont.) Pegler		AF031178	—	Brasil - BA
<i>Lentinula boryana</i> (Berk. & Mont.) Pegler		AF031175	—	Costa rica
<i>Lentinula boryana</i> (Berk. & Mont.) Pegler		AF079576	—	Costa rica
<i>Lentinula boryana</i> (Berk. & Mont.) Pegler		AY016440	Brasil	Costa rica
<i>Lentinula detonsa</i> (Fr.) Murrill		MW508935	Costa rica	Costa rica
<i>Lentinula edodes</i> (Berk.) Pegler		AB366151	Nova Zelândia	Japão
<i>Lentinula edodes</i> (Berk.) Pegler		AF031191	—	Japão
<i>Lentinula edodes</i> (Berk.) Pegler		LC149603	Nepal	Japão
Táxon	Voucher	Genbank	País	Localidade tipo
<i>Lentinula edodes</i> (Berk.) Pegler		LC149606	Nepal	Japão
<i>Lentinula guzmanii</i> Menolli & J.L. Mata		NR186965	México	México

<i>Lentinula lateritia</i> (Berk.) Pegler		AF031181	—	Austrália
<i>Lentinula lateritia</i> (Berk.) Pegler		U33083	—	Austrália
<i>Lentinula lateritia</i> (Berk.) Pegler		U33071	—	Austrália
<i>Lentinula lateritia</i> (Berk.) Pegler		AF031181	—	Austrália
<i>Lentinula novae-zelandiae</i> (G. Stev.) Pegler		U33081	—	Nova Zelândia
<i>Lentinula novae-zelandiae</i> (G. Stev.) Pegler		U33082	—	Nova Zelândia
<i>Lentinula raphanica</i> (Murrill) Mata & R.H. Petersen		OL329825	—	Flórida
<i>Lentinula raphanica</i> (Murrill) Mata & R.H. Petersen		OL329824	—	Flórida
<i>Lentinula raphanica</i> (Murrill) Mata & R.H. Petersen		AY016441	EUA	Flórida
<i>Lentinula raphanica</i> (Murrill) Mata & R.H. Petersen		AY256687	Costa rica	Flórida
<i>Lentinula raphanica</i> (Murrill) Mata & R.H. Petersen		AF079579	Brasil	Flórida
<i>Lentinula raphanica</i> (Murrill) Mata & R.H. Petersen		MW508980	Usa	Flórida
<i>Lentinula raphanica</i> (Murrill) Mata & R.H. Petersen,	VF37	A submeter	Brasil	Flórida

Táxon	Voucher	Genbank	País	Localidade tipo
<i>Neofavolus mikawae</i> (Lloyd) Sotome & T. Hatt.		AB735942	Japão	—
<i>Neofavolus</i> sp.		KP283506	EUA	—

<i>Neofavolus</i> sp.		KP283501	EUA	—
<i>Neolentinus lepideus</i> (Fr.) Redhead & Ginns		AB733140	—	Alemanha
<i>Panus conchatus</i> (Bull.) Fr.		KM411463	Rússia	França
<i>Panus conchatus</i> (Bull.) Fr.		MK192053	—	França
<i>Panus conchatus</i> (Bull.) Fr.		OR468647	—	França
<i>Panus conchatus</i> (Bull.) Fr.		JN710579	—	França
<i>Panus ciliatus</i> (Lév.) T.W. May & A.E. Wood		MT66918	Brasil	—
<i>Panus lecomtei</i> (Fr.) Corner		MK603978	—	Georgia
<i>Panus lecomtei</i> (Fr.) Corner		MN258671	China	—
<i>Panus lecomtei</i> (Fr.) Corner	AS3025	A submeter	Brasil	—
<i>Panus lecomtei</i> (Fr.) Corner		OR203584	EUA	—
<i>Panus neostrigosus</i> Drechsler- Santos & Wartchow		KU761235	Canadá	—
<i>Panus parvus</i> Drechsler-Santos & Wartchow		MT669125	Brasil	Brasil
<i>Panus purpuratus</i> G. Stev.		MK404671	Nova Zelândia	Nova Zelândia
<i>Panus roseus</i> (Karun., K.D. Hyde & Zhu L. Yang) N. Vinjusha & T.K.A. Kumar		KY490136	China	Tailândia
<i>Panus rudis</i> Fr.		KU863050	—	—

Táxon	Voucher	Genbank	País	Localidade tipo
<i>Panus</i> sp.		MW453097	Índia	—
<i>Panus</i> sp.		OR447474	Tailândia	—
<i>Panus</i> sp.		OR447478	Tailândia	—

<i>Panus</i> sp.	AS3055	A submeter	Brasil	—
<i>Panus similis</i> (Berk. & Broome) T.W. May & A.E. Wood		KR818820	Sri Lanka	Sri Lanka
<i>Panus similis</i> (Berk. & Broome) T.W. May & A.E. Wood		KY630517	Índia	Sri Lanka
<i>Panus strigellus</i> (Berk.) Chardón & Toro		MG211679	—	Cuba
<i>Panus strigellus</i> (Berk.) Chardón & Toro		JQ955724	Brasil	Cuba
<i>Panus strigellus</i> (Berk.) Chardón & Toro		MW407012	Paraguai	Cuba
<i>Panus strigellus</i> (Berk.) Chardón & Toro		MG211679	—	Cuba
<i>Panus strigellus</i> (Berk.) Chardón & Toro	VF21	A submeter	Brasil	Cuba
<i>Panus strigellus</i> (Berk.) Chardón & Toro	VF34	A submeter	Brasil	Cuba
<i>Panus subfasciatus</i> Thongbai, Karun., C. Richt. & K.D. Hyde		NR189805	—	Tailândia
<i>Lentinus velutinus</i> Fr.		GQ849478	—	—
<i>Polyporus arcularius</i> (Batsch) Fr.		KC572004	—	Itália
<i>Polyporus arcularius</i> (Batsch) Fr.		KC572043	—	Itália
<i>Polyporus brumalis</i> (Pers.) Fr.		KP283491	EUA	—
<i>Polyporus thailandensis</i> Sotome		NR155033	Tailândia	Tailândia
<i>Polyporus tricholoma</i> Mont.		AJ132942	Porto Rico	Cuba
<i>Polyporus tuberaster</i> (Jacq. ex Pers.) Fr.		KC572037	—	—
