Revista EDUCAmazônia
Revista EDUCAmazônia - Educação Sociedade e Meio Ambiente, Humaitá, LAPESAM/GISREA/UFAM/CNPq/
EDUA –ISSN 1983-3423 –IMPRESSA –ISSN 2318 –8766 –CDROOM –ISSN 2358-1468 -DIGITAL ONLINE
UFAM

REESMA, Humaitá - Amazonas, Ano 18, Volume XVIII, nº ESPECIAL, Jul-dez. 2025

PROTOCOLO PARA AMOSTRAGEM DE FUNGOS EM PARCELAS RAPELD

PROTOCOL FOR FUNGI SAMPLING IN RAPELD PLOTS

Kely da Silva Cruz[1], Douglas de Moraes Couceiro[2], Rafaela Saraiva Peres[1], Rafaela Araújo Ferreira Gurgel[3], Flavia Rodrigues Barbosa[4], Luiz Fernando Scatola[4], Patrícia Oliveira Fiuza[5], Heloysa Farias da Silva[6], André Santos de Aquino Alves do Monte[6], José Aragão Cardoso-Neto[7], Fernando Sarti Andriolli[8], Fabricio Beggiato Baccaro[9], Gilvan Ferreira da Silva[2], Helena Godoy Bergallo[10], Elisandro Ricardo Drechsler-Santos[11] & William Ernest Magnusson[1]

Resumo:

Os fungos são organismos essenciais para o funcionamento dos ecossistemas, desempenhando papéis cruciais na decomposição, ciclagem de nutrientes e estabelecimento de relações simbióticas com diversos organismos. Este trabalho apresenta protocolos padronizados para amostragem de fungos em parcelas RAPELD, abrangendo macrofungos, microfungos decompositores e fungos entomopatogênicos. Os métodos descritos visam facilitar coletas para estudos de biodiversidade, ecologia e potencial biotecnológico da Funga brasileira. Para fungos decompositores, o protocolo detalha técnicas de coleta seguidas de procedimentos laboratoriais para isolamento e identificação. A amostragem de macrofungos envolve busca ativa em área definida, com ênfase na documentação fotográfica e preservação adequada das amostras. Para fungos entomopatogênicos, descreve-se uma busca sistemática por insetos infectados, com orientações de coleta e preservação. Os métodos são projetados para serem econômicos e aplicáveis em locais com recursos limitados. A implementação destes protocolos na Amazônia, utilizando o sistema RAPELD, visa facilitar a integração de dados colaborativos em todo o bioma. Espera-se que os resultados ampliem significativamente o entendimento sobre a diversidade, distribuição e ecologia fúngica em diferentes fitofisionomias da Amazônia, bem como em outros biomas. Além disso, os protocolos permitem a coleta de espécimes para estudos biotecnológicos, possibilitando a descoberta de novos compostos bioativos, enzimas industriais e agentes de controle biológico. A padronização das técnicas de amostragem também facilita comparações entre diferentes regiões e ao longo do tempo, contribuindo para uma compreensão mais abrangente da dinâmica das comunidades fúngicas e seu papel nos ecossistemas

Palavras-chave: Amazônia, Funga, fungos microscópicos, fungos entomopatogêncios, fungos da madeira, Mata Atlântica.

[1]Centro de Estudos Integrados da Biodiversidade da Amazônia, Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia. Avenida André Araújo, 2936, CEP 69067-375. Manaus, AM, Brasil. Email: cruzsk@outlook.com .

Abstract:

Fungi are essential organisms for the functioning of ecosystems, playing crucial roles in decomposition, nutrient cycling and establishing symbiotic relationships with various organisms. This paper presents standardized protocols for sampling fungi in RAPELD plots, covering macrofungi, decomposer microfungi and entomopathogenic fungi. The methods described aim to facilitate studies of biodiversity, ecology and biotechnological potential of Brazilian fungi. For decomposer fungi, the protocol details collection techniques in terrestrial and aquatic environments, followed by laboratory procedures for isolation and identification. Sampling macrofungi involves active searching in a defined area, with emphasis on photographic documentation and proper preservation of the samples. For entomopathogenic fungi, a systematic search for infected insects is described, with guidelines for collection and preservation. The methods are designed to be economical and applicable in places with limited resources. The implementation of these protocols in the Amazon biome, using the RAPELD method, aims to facilitate collaborative data integration throughout the biome. The results are expected to significantly expand understanding of fungal diversity, distribution and ecology in different phyto-physiognomies of the Amazon, as well as in other biomes. In addition, the protocols make it possible to collect specimens for biotechnological studies, enabling the discovery of new bioactive compounds, industrial enzymes and biological control agents. The standardization of sampling techniques also facilitates comparisons between different regions over time, contributing to a more comprehensive understanding of the dynamics of fungal communities and their role in ecosystems

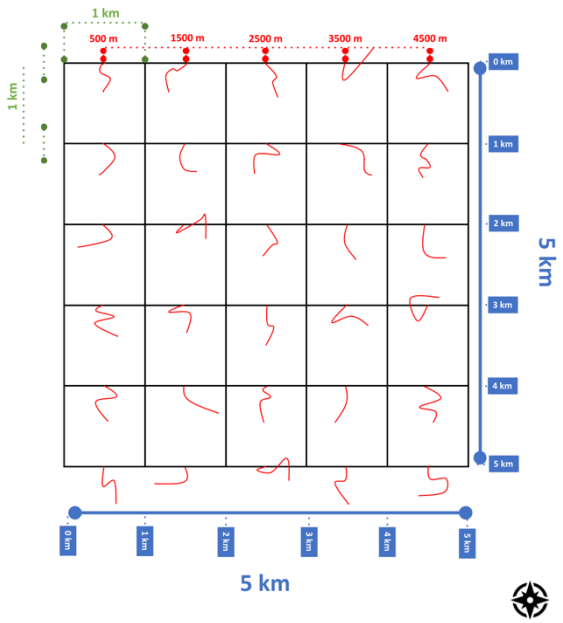
Keywords: Amazon, Funga, conidial fungi, entomopathogenic fungi, wood fungi, Atlantic Forest

[2]Laboratório de Biologia Molecular e Genômica, Embrapa Amazônia Ocidental, Manaus-AM, Brasil
[3]Coordenação de Dinâmica Ambiental (CDAM), Grupo MAUA - Ecologia, Monitoramento e Uso Sustentável de Áreas Úmidas, Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia (INPA), Manaus, AM, Brasil.
[4]Universidade Federal de Mato Grosso, Acervo Biológico da Amazônia Meridional (ABAM), Sinop, MT, Brasil.
[5]Universidade Federal da Bahia, Salvador, BA, Brasil.
[6]Universidade Federal do Rio Grande do Norte, Natal, RN, Brasil.
[7]Programa de Pós graduação em Zoologia, Universidade Federal do Amazonas, Manaus, AM, Brasil.
[8]Programa de Pós-Graduação em Entomologia, Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Manaus, AM, Brasil.
[9]Departamento de Biologia, Universidade Federal do Amazonas, Manaus, AM, Brasil.
[10]Departamento de Ecologia, Universidade do Estado do Rio de Janeiro (UERJ), Rio de Janeiro, RJ, Brasil.
[11]Departamento de Botânica, Universidade Federal de Santa Catarina (UFSC), Campus Trindade, Florianópolis, SC, Brasil.

O que é o RAPELD?

O RAPELD é um sistema padronizado de infraestrutura de campo voltado ao monitoramento integrado da biodiversidade e de processos ecossistêmicos. Ele combina padronização e flexibilidade, permitindo sua aplicação em diferentes ecossistemas. Seu objetivo é atender à demanda por **levantamentos rápidos de biodiversidade** (RAP) e por uma metodologia padrão para **pesquisas ecológicas de longa duração** (PELD). A infraestrutura consiste em grades (*grids*) ou módulos de pesquisa com trilhas principais de 5 km e parcelas uniformemente distribuídas de 250 metros, instaladas a cada 1 km. Em áreas com cursos d'água, incluem-se parcelas ripárias (250 metros) e aquáticas (50 metros), complementando a amostragem em ambientes específicos. Essa disposição maximiza a representatividade de diferentes grupos taxonômicos e variações ambientais, sendo facilmente replicável em outras localidades, o que permite comparações em diversas escalas espaciais e temporais. Além disso, favorece a integração de dados ecológicos e informações sobre uso sustentável de recursos, sendo amplamente aplicado no Brasil para subsidiar políticas de manejo ambiental.

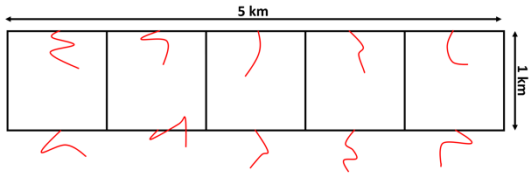
Grid de amostragem com as trilhas principais de 5 km
e parcelas dispostas a cada 1 km



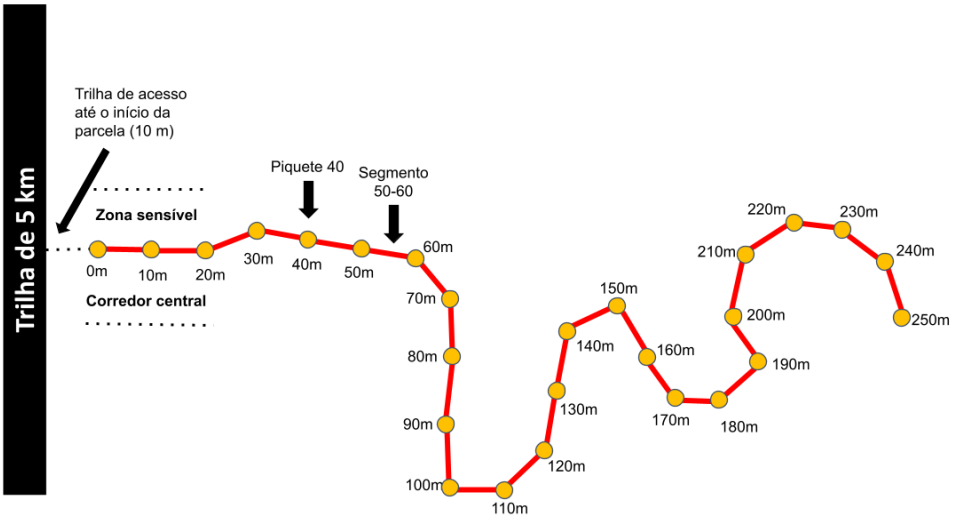
As **parcelas uniformemente distribuídas** são transectos de 250 metros de comprimento posicionados ao longo de curvas de nível, com larguras ajustadas conforme o grupo taxonômico ou variável estudada. Essa disposição minimiza os efeitos da topografia sobre as condições ambientais dentro das parcelas, garantindo que as variações sejam registradas entre parcelas, e não dentro delas, já que cada parcela é a unidade amostral central na maioria dos estudos. Piquetes são instalados a cada 10 metros e conectados por uma linha central marcada com barbante plástico ou fitilho, facilitando a aplicação dos protocolos metodológicos. À esquerda da linha central, localiza-se a **zona sensível**, uma faixa de 1,5 metros dedicada a estudos de regeneração florestal, onde o trânsito de pesquisadores é restrito para evitar pisoteio. À direita, há um **corredor de deslocamento** de 1 metro de largura que permite a movimentação dos pesquisadores.

As **parcelas ripárias** estão localizadas às margens de pequenos cursos d'água, também com 250 metros de comprimento. Cada parcela é demarcada ao longo da margem direita do curso d'água, seguindo em direção à nascente (montante), com piquetes a cada 10 metros. Elas sempre começam onde a trilha principal do grid ou módulo cruza o curso d'água

Módulo de amostragem com as trilhas principais de 5 km e parcelas dispostas a cada 1 km



As **parcelas aquáticas fixas** são posicionadas nos canais dos riachos, geralmente a 10 metros da trilha principal. Cada parcela mede 50 metros de comprimento, com piquetes nos pontos 0, 16, 32 e 50 metros, instalados próximos às margens para representar adequadamente o ambiente aquático.



1 INTRODUÇÃO

O termo "Funga" foi proposto por Kuhar et al. (2018) e refere-se ao conjunto total de espécies fúngicas de uma região específica, analogamente aos termos "Flora" para plantas e "Fauna" para animais. Esse conceito destaca a importância de reconhecer os fungos como um reino distinto e fundamental nos ecossistemas, merecedor de igual atenção em estudos de biodiversidade e conservação. A adoção do termo Funga promove uma maior visibilidade para os fungos em políticas de conservação e facilita a integração de estudos micológicos com outras áreas da biologia, contribuindo para uma compreensão mais holística dos ecossistemas.

Os fungos desempenham uma variedade de serviços ecossistêmicos cruciais em ambientes naturais e antrópicos, sendo fundamentais para a manutenção da vida na Terra por meio da ciclagem de nutrientes e relações simbióticas com uma miríade de organismos (Webster & Weber, 2007). Estimativas sugerem a existência de 1 a 5 milhões de espécies fúngicas (Hawksworth & Lucking, 2017; Niskanen et al., 2023), embora apenas cerca de 140 mil espécies sejam atualmente reconhecidas (Hyde et al., 2024). Assim como plantas e animais, os fungos enfrentam diversas ameaças, incluindo perda de habitat, poluição, extinção de simbiontes, exploração inadequada e mudanças climáticas, tornando-os alvos cruciais para estudos conservacionistas (Dahlberg et al., 2010; Mueller et al., 2022).

No vasto universo fúngico, existem grupos com características e funções ecológicas distintas. Os macrofungos, que incluem ascomicetos e basidiomicetos com estruturas reprodutivas visíveis a olho nu, talvez sejam os mais familiares ao público geral. Os ascomicetos macroscópicos, como as morelas (*Morchella* spp.) e as trufas (*Tuber* spp.), produzem seus esporos em estruturas chamadas ascos e são valorizados tanto por seu papel ecológico quanto por seu valor gastronômico. Enquanto os basidiomicetos, que incluem cogumelos e orelhas-de-pau, produzem esporos em basídios. Esses organismos, que incluem os cogumelos comestíveis e os fungos que crescem em troncos de árvores e matéria em decomposição, não são apenas importantes decompositores, mas também formam associações micorrízicas cruciais com plantas (Tedersoo et al., 2020).

Os fungos decompositores incluem não apenas os macrofungos, mas também fungos microscópicos dotados de sistemas enzimáticos complexos. Eles são capazes de degradar compostos recalcitrantes, como lignina e celulose, tornando-os essenciais para a ciclagem de carbono e outros nutrientes nos ecossistemas (Baldrian, 2017). Essa capacidade não só é crucial para o funcionamento dos ecossistemas, mas também apresenta um enorme potencial biotecnológico, desde a biorremediação até a produção de biocombustíveis.

Paralelamente, os fungos entomopatogênicos representam um grupo especializado que evoluiu a capacidade de infectar e controlar populações de insetos. Gêneros como de *Beauveria* Vuill., *Metarhizium* Sorokīn e *Cordyceps* Fr. não apenas regulam as populações de artrópodes em ecossistemas, mas também apresentam potencial como agentes de controle biológico para o manejo de pragas agrícolas (Hajek & St. Leger, 2014). Esses fungos ilustram como a evolução moldou estratégias sofisticadas de interação entre diferentes reinos da vida.

O potencial biotecnológico da Funga é vasto e multifacetado. Na indústria farmacêutica, os macrofungos são fontes promissoras de compostos bioativos com propriedades antimicrobianas, antitumorais e imunossupressoras. Por exemplo, o lentinan derivado de *Lentinula edodes* (Berk.) Pegler, demonstrou potentes efeitos imunomoduladores e antitumorais (Zhang et al., 2019). Na agricultura, fungos entomopatogênicos, como *Beauveria bassiana* (Bals.- Criv.) Vuill. e *Metarhizium anisopliae* (Metschn.) Sorokīn, são utilizados com sucesso no controle biológico de pragas, oferecendo alternativas sustentáveis aos pesticidas químicos (Lacey et al., 2015).

A identificação de novas espécies de cogumelos comestíveis expande nosso conhecimento sobre a biodiversidade fúngica e também pode revelar fontes nutricionais alternativas e culturalmente significativas. Espécies como *Pleurotus ostreatus* (Jacq.) P. Kumm. e *Agaricus bisporus* (J.E. Lange) Imbach já são amplamente cultivadas e consumidas globalmente, mas muitas outras espécies comestíveis permanecem subexploradas (Royse et al., 2017), e os fungos decompositores têm um potencial biotecnológico particularmente promissor. Suas enzimas lignocelulolíticas são amplamente utilizadas na indústria de papel e celulose, na produção de biocombustíveis e na biorremediação de poluentes orgânicos. Por exemplo, as lacases e peroxidases de

fungos da podridão branca, como *Trametes versicolor* (L.) Lloyd, têm sido aplicadas com sucesso na degradação de corantes têxteis e na descontaminação de efluentes industriais (Upadhyay et al., 2016).

O estudo da diversidade fúngica em ecossistemas naturais, como proposto pelo sistema RAPELD, pode revelar novas espécies com potencial biotecnológico ainda inexplorado, ressaltando a importância da conservação e pesquisa desses organismos. A descoberta de novos compostos bioativos, enzimas industriais e agentes de controle biológico a partir da funga nativa tem o potencial de impulsionar inovações em diversos setores, desde a medicina até a agricultura sustentável (Hyde et al., 2019).

Desde 2004, o uso do sistema RAPELD permite integrar uma rede de pesquisa em diferentes áreas do território nacional e internacional, onde são acessadas por meio da instalação de parcelas padronizadas permanentes (https://ppbio.inpa.gov.br/sitios, Magnusson et al., 2005). Dentro dos diversos grupos biológicos estudados, os fungos, que variam de fungos microscópicos, ou seja, não é possível vê-los a olho nu, a macrofungos que produzem estruturas macroscópicas (ascoma e basidioma) conhecidas como esporóforos (Halbwachs et al., 2016; Kües et al., 2018), estão entre os mais negligenciados, com poucas pesquisas direcionadas a eles (Guimarães et al., 2024), apesar de representam proporção grande da biodiversidade e sendo importantes para a manutenção do ecossistema.

Este trabalho tem como objetivo apresentar de forma simples e rápida um protocolo para amostragem de macrofungos, fungos microscópicos decompositores em ambiente terrestre e aquático e fungos entomopatogênicos. A partir de métodos padronizados de coleta e esforço amostral, estes protocolos permitem a integração de dados com outros grupos taxonômicos e informações ambientais, facilitando a colaboração de estudos em diferentes biomas brasileiros que também utilizam o sistema RAPELD para amostragem. Dessa forma, os dados gerados serão úteis para comparações entre diferentes ambientes e regiões do país, contribuindo para uma melhor compreensão da biodiversidade fúngica, ainda pouco explorada, e seu papel na manutenção dos ecossistemas.

2 MATERIAL E MÉTODOS

Na coleta dos fungos, devem ser planejados os materiais a serem utilizados em campo. Para a realização da coleta, serão necessárias a ficha de metadados e a ficha de campo, que servirão para registrar as informações. Esses documentos estão disponíveis no material suplementar anexo. Além disso, é imprescindível contar com um mapa do módulo ou grade, e mapas de cada parcela que mostram as linhas centrais das parcelas. Isso é fundamental, pois, em algumas situações, as linhas centrais podem não ser contínuas. Ter essa informação antes da coleta é essencial para determinar quais segmentos devem ser amostrados ou desconsiderados. Os mapas da maioria das parcelas na Amazônia estão disponíveis no site do PPBio (http://ppbio.inpa.gov.br).

2.1 Fungos microscópicos decompositores

Para a realização de amostragens de fungos microscópicos decompositores em campo serão necessários os seguintes materiais, conforme Tabela 1.

Tabela 1 - Lista de materiais e equipamentos necessários para coleta e identificação de fungos microscópicos decompositores.

Item	Função	Observação
Trena	Demarcar a área de amostragem	Recomenda-se levar mais de uma, para agilizar a amostragem
GPS	Localização dos pontos de coleta	
Caneta hidrográfica, lápis	Escrita sobre ocorrências no campo	
Sacos plásticos	Armazenamento de folhas e galhos provenientes do ambiente aquático	Cada tipo de substrato é colocado em sacos separados por pontos
Sacos de papel, “kraft” (papel pardo)	Armazenamento de folhas e galhos provenientes do ambiente terrestre	Cada tipo de substrato é colocado em sacos separados por pontos
Bandeja	Acondicionamento das peneiras para lavagem de substratos	
Peneira ou escorredor	Armazenamento de substratos para lavagem	
Água	Lavagem dos substratos	
Placas de Petri 150 X 20 mm	Acondicionamento dos substratos em câmara-úmida	
Papel toalha	Secagem de substratos e montagem de câmara-úmida	
Isopor grande 170L	Armazenamento das câmaras-úmidas	

Glicerina	Manutenção da umidade no isopor	
Água destilada	Manutenção da umidade no isopor	
Agulhas	Retirar estruturas fúngicas dos substratos	
Lâminas e lamínulas	Montagem de estruturas fúngicas em lâmina	
Porta lâminas	Armazenamento de lâminas	
Resina PVL (álcool polivinílico, fenol e ácido lático)	Meio de montagem para lâminas	
Estereomicroscópio, microscópio óptico	Observação de fungos para identificação	
Envelope de papel	Armazenamento de material vegetal seco contendo o fungo	
Caneta permanente	Escrever sobre a lâmina dados sobre o fungo contido nela	
Meios de cultura	Isolamento de fungos	

Os fungos microscópicos decompositores podem ser amostrados tanto no ambiente terrestre quanto aquático. Para coleta de substratos vegetais em decomposição no ambiente terrestre, são delimitados três pontos em cada parcela (piquetes 0, 125 e 250 m). Para cada ponto é delimitado 1m à direita e 1m à esquerda do piquete onde são coletados 5 galhos e 5 folhas, de cada lado, totalizando 10 unidades de cada tipo de substrato. Os substratos são acondicionados separadamente por tipo em um saco de papel "kraft" (papel pardo) e as informações de localização são anotadas com caneta hidrográfica (Figura 1.1). As amostras são submetidas a metodologia proposta por Castañeda-Ruiz et al. (2016) em que são lavadas separadamente durante uma hora. Cada amostra é colocada dentro de uma peneira (ou qualquer outro utensílio perfurado, como um escorredor) e posicionada dentro de uma bandeja inclinada aproximadamente 25° sob uma torneira onde o fluxo de água deve incidir na bandeja, evitando contato direto com o substrato (Figura 1.2).

Após esse tempo, as amostras secam sobre papel toalha a temperatura ambiente (Figura 1.3), e em seguida são acondicionadas em câmaras-úmidas, utilizando-se placas de Petri ou caixas plásticas com tampa forradas de papel toalha umedecido com água destilada (Figura 1.4). Para garantir a manutenção de temperatura e umidade por mais tempo, pode-se acomodar as câmaras-úmidas dentro de um isopor de aproximadamente

170 L (não é necessário esterilizá-lo), com as paredes internas forradas de papel toalha e o fundo da caixa preenchida com água e algumas gotas de glicerina para diminuir a evaporação.

Após 72h, as amostras são visualizadas sob estereomicroscópio a fim de coletar com agulha as estruturas reprodutivas. Essas estruturas são colocadas em lâminas contendo uma gota de resina PVL, cobertas com lamínula (Figura 1.5) e observadas em microscópio para identificação morfológica (Ellis, 1976; Matsushima, 1975, 1981, 1993; Seifert et al., 2011) (Figura 1.6). Paralelamente, os fungos são isolados em culturas puras com meios: Cenoura, Milho e Ágar (CMA) e Extrato de Malte (EM). Para 1L de CMA são utilizados: 500 mL do caldo de cenoura (30g de cenoura + 600 mL de água por 30 min no microondas em potência baixa), 500 mL do caldo de milho (30g de fubá + 500 mL de água por 30 min no microondas em potência baixa) e 13g de ágar-ágar. Enquanto para o EM são utilizados:1L de água destilada, 5 g de extrato de malte e 20 g de ágar-ágar. Para ambos os meios, os ingredientes são misturados e levados para autoclave a 120 °C por 30 min antes de verter em placas de Petri. As lâminas permanentes são tombadas no herbário, bem como o material vegetal seco contendo o fungo. Este último é acondicionado em envelopes de papel.

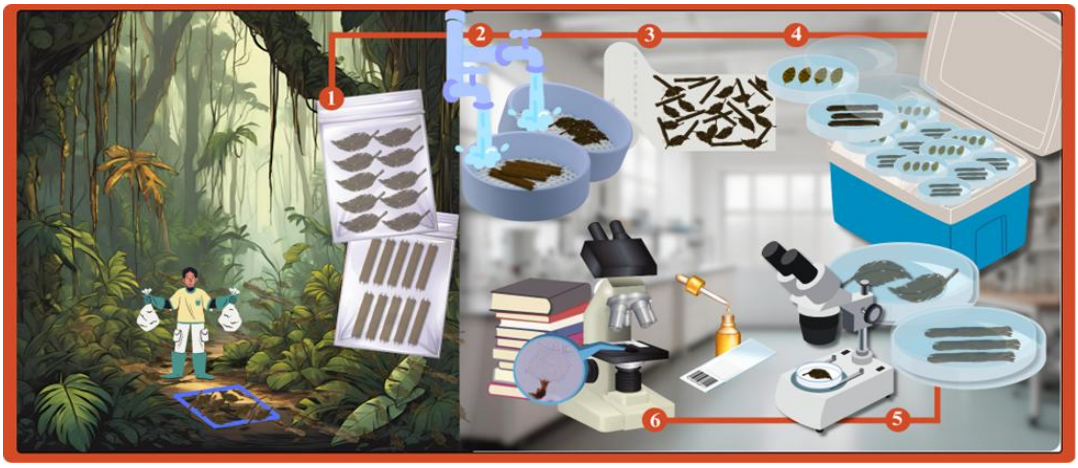


Figura 1 - Materiais e montagem da metodologia de acesso aos fungos microscópicos terrestres. 1- Coleta; 2- Lavagem dos substratos; 3- Secagem de substratos; 4- Acondicionamento em câmaras-úmidas; 5- Observação das estruturas fúngicas no estereomicroscópio e montagem de lâminas; 6- Identificação dos fungos no microscópio com auxílio de literaturas. Elaborado por André Monte.

Na parcela aquática é estabelecido um trecho de 50 metros por riacho que é subdividido em quatro pontos (0, 16, 32 e 50 m) com área de 2 m de diâmetro para realizar

as amostragens. Em cada ponto são coletadas as 10 folhas e 10 galhos mais próximas e inseridos em seus respectivos sacos plásticos, com identificação das amostras (Figura 2.1). No laboratório as amostras são separadas em cinco folhas e cinco galhos de cada ponto, processados de acordo com a metodologia de Castañeda-Ruiz et al. (2016), e cinco folhas e cinco galhos de cada ponto seguindo a metodologia de Ingold (1942) (Figura 2.2).

Para as amostras destinadas à metodologia de incubação submersa, as folhas são cortadas em discos de 12 mm de diâmetro e incubadas em placas de Petri com água destilada (Figura 2.4A). Após 72h os discos de folhas são montados em lâminas (Figura 2.5A) com água destilada para observação de estruturas fúngicas ao microscópio (Figura 2.6A). Os galhos são colocados em água destilada e após 72h são observados no estereomicroscópio para a montagem de lâminas (com ácido láctico ou resina PVL), com estruturas fúngicas do substrato ou esporos da água. As lâminas permanentes e semipermanentes são depositadas no herbário. À medida que as lâminas são confeccionadas, os fungos encontrados em ambas as metodologias são isolados em meios de culturas EM.

Figura 2 – Materiais e montagem das metodologias de acesso aos fungos microscópicos aquáticos. 1. Coleta de substratos submersos; 2. Lavagem dos substratos; 3. Secagem; 4A. Corte dos discos de folhas e montagem de incubação submersa; 4B. Montagem de câmaras-úmidas; 5A-5B. Observação ao

estereomicroscópio e montagem de lâminas; 6A-6B. Observação no microscópio e identificação dos fungos. Elaborado por André Monte.

As amostras da metodologia de câmaras-úmidas (Figura 2.4B) são mantidas em câmara-úmida por um mês, período em que são confeccionadas lâminas permanentes dos espécimes coletados (Figura 2.5B) e que são posteriormente identificados com auxílio de bibliografias especializadas (Matsushima, 1993; Seifert & Gams 2011; Fiuza et al., 2017) (Figura 2.6B). Os fungos coletados são contabilizados considerando cada substrato em que são coletados.

2.2 Macrofungos:

Tabela 2: Lista de materiais e equipamentos necessários para coleta e identificação de macrofungos.

Item	Função	Observação
Trena de pelo menos 15 metros	Demarcar a área de amostragem	Recomenda-se levar mais de uma, para agilizar a amostragem
Caixa de coleta organizadora compartimentada	Para armazenar os fungos frágeis	
Saco de pipoca e/ou de papel	Para armazenar os fungos não frágeis e grandes	Recomenda-se levar sacos de vários tamanhos (ex.: 3kg, 8kg)
Papel alumínio	Para ajudar na secagem dos fungos	Recomenda-se comprar 2 rolos de papel alumínio do grande
Canivete, formão, martelo	Para retirar os fungos aderentes no substrato	Recomenda-se comprar martelo com a cabeça emborrachada, é melhor para carregar em campo
Lápis, borracha, apontador, régua de 10 cm e prancheta	Para anotar dados e informações referentes à amostragem	Recomenda-se comprar caneta a prova d'água para anotação em dias chuvosos
Máquina fotográfica e escala de papel de 5 cm	Para registrar os espécimes coletados	A escala é para ter uma referência do tamanho dos fungos
Tubo Falcon 50 ml, sílica, papel filtro e algodão hidrofóbico	Para armazenar os espécimes destinados a molecular	Esse material vai dentro do tubo Falcon, o papel filtro pode ser aquele usado para coar café
Lupa estereoscópica binocular, microscópio binocular	Para analisar os fungos	
Lâminas e lamínulas	Para montar as amostras a serem analisadas	
Lâmina de aço, pinça e agulha	Para cortar os fungos e preparar as lâminas	A pinça serve para manusear os fungos frágeis

Reagentes: hidróxido de potássio 3-5-10%, Melzer, vermelho congo 1%, azul de algodão.	Para preparar os cortes dos fungos para visualizar no microscópio óptico	Os reagentes usados dependem do grupo de fungos a ser analisado
Guias de identificação	Para identificar as espécies encontradas	Buscar primeiro guias da área de estudo
Envelope de papel	Para armazenar os fungos para depositar em Coleções	Deve-se comprar vários tamanhos, levando em consideração o tamanho dos fungos

Visando uma identificação taxonômica robusta dos macrofungos, embora não seja obrigatória, a análise genética do DNA, torna-se necessária para a confirmação de espécies duvidosas e, em alguns casos, para a identificação de espécies novas. Recomendamos que, mesmo que o grupo de pesquisa não disponha de recursos financeiros para realizar a análise de imediato, uma parte do material seja separado e preservado, conforme sugerido adiante, para análises moleculares futuras. É fundamental que as amostras sejam devidamente preservadas para garantir a integridade do DNA e evitar o sequenciamento de táxons indesejados devido à contaminação. Para isso, recomenda-se que o material coletado seja armazenado em tubos Falcon contendo sílica gel, papel filtro e algodão hidrofóbico (Figura 3). A sílica gel deve apresentar coloração azul, o que indica que ainda possui capacidade de absorção de umidade. Posteriormente, essas amostras para DNA devem ser mantidas a uma temperatura entre 18°C e 27°C, até que sejam realizadas as análises.

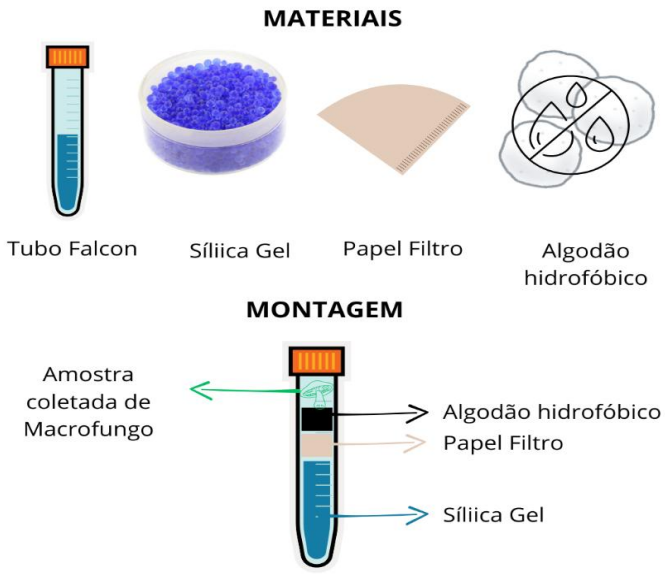


Figura 3 – Materiais e montagem para preservação de amostras destinadas à análise molecular. Elaborado por Rafaela Gurgel.

O levantamento deve ser realizado por, no mínimo, duas pessoas. Ambas irão observar os macrofungos presentes em madeira, solo e serapilheira em cada segmento da parcela. Enquanto uma pessoa registra os dados na planilha e no saco de coleta, a outra será responsável pela coleta e fotografia dos espécimes. Tendo em vista que a dimensão dos esporóforos de cada grupo de macrofungos é variável, a busca pelos fungos pode ser realizada priorizando grupos específicos se for a uma altura máxima de 0,5 m acima do solo (por exemplo, pequenos cogumelos, ascomicetos apotecioides, entre outros que são muito frequentes em ramos ou folhas próximos ao chão da floresta) e até 2 m de altura visando aumentar as chances de encontrar espécies com basidiomas/ascomas maiores e também aqueles presentes em árvores.

Os fungos devem ser registrados com máquina fotográfica ou celular. Para fotografias informativas seguir Bittencourt et al. (2022) e com uma escala ao lado antes da coleta, depois coletados com o auxílio de um canivete ou formão, sempre com uma porção do substrato onde estão aderidos, e armazenados em sacos de papel ou caixa de armazenamento para fungos. Em seguida, devem ser etiquetados e o número de identificação incluído na ficha de campo (Figura 4 A-G). Por fim, o material deve ser depositado em uma coleção científica.

Figura 4 – Processo de coleta. A - Registro fotográfico do fungo utilizando uma câmera fotográfica, B - Registro fotográfico do fungo com celular; C-D - Registro fotográfico do fungo com a escala e a identificação do coletor; E-D - Exemplos de fungos poliporoides em seus respectivos sacos de papel e número de coletor; G - Caixa compartimentada com diferentes fungos sensíveis. Elaborado por Douglas Couceiro, acervo pessoal.

A amostragem da ocorrência de cada morfotipo de fungo em cada segmento da parcela é realizada dentro de uma faixa de 1,5 m x 250 m, registrados separadamente em uma faixa de 0,5 m e 1 m de largura dentro da faixa sensível (lado esquerdo) em relação à linha central, considerando o início da parcela em direção ao final. Por se tratar de uma parcela permanente, esta faixa também é a zona sensível, ou seja, onde outros inventários serão potencialmente feitos no futuro, e, portanto, uma zona em que se deve evitar perturbações que alterem as condições biológicas do local. A amostragem deve ser realizada com uma vara de 1,5 m, posicionada horizontalmente e perpendicular à linha central, garantindo que os macrofungos sejam coletados exclusivamente dentro dessa zona delimitada (Figura 5).

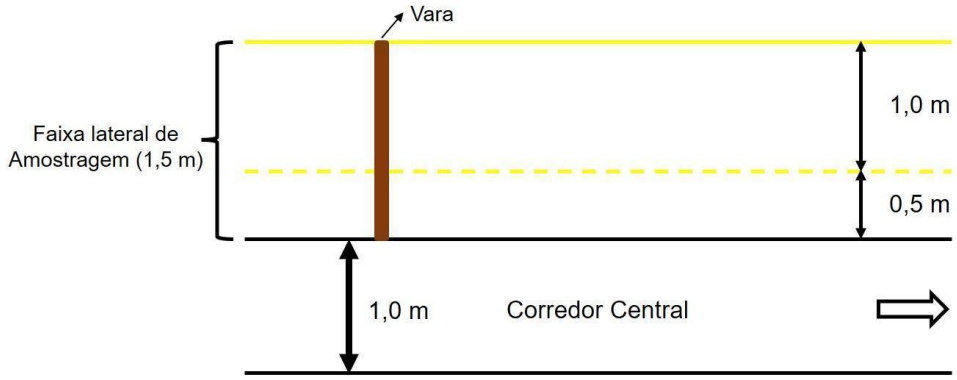


Figura 5 – Faixa de amostragem de uma parcela RAPELD delimitada com uso da vara. O corredor central é a área por onde os e as investigadores percorrem. A faixa de ocorrência é a área onde estão os macrofungos que devem ser inventariados. A vara deve ser posicionada horizontalmente e perpendicular ao corredor central, para delimitar a faixa de 1,5 metros de amostragem. Elaborado por Douglas Couceiro.

Como a parcela segue a curva de nível do terreno, existem áreas dentro de 1,5 m da linha central que não são claramente parte de um ou outro segmento. Nesses casos, os segmentos são definidos da seguinte forma: quando um segmento forma um ângulo convexo com o seguinte, haverá uma área semicircular entre os dois segmentos, que deve ser incluída na amostragem do segmento anterior ao ângulo. A área adicional entre os segmentos 1 e 2 será incluída na amostragem do segmento 1 (Figura 6).

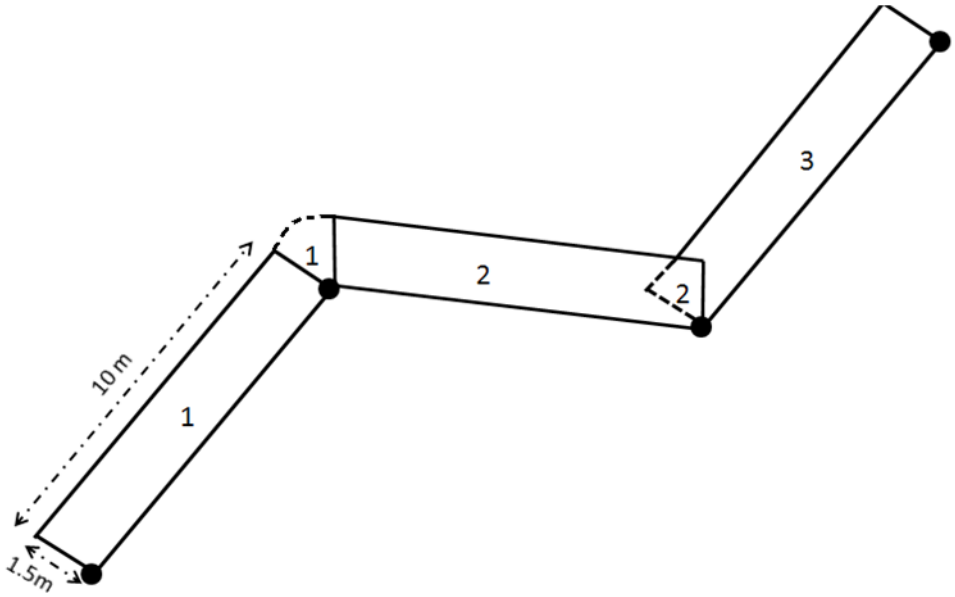


Figura 6 - Definição das áreas dos segmentos de amostragem de ocorrência das espécies em parcelas não lineares. As parcelas RAPELD não necessariamente são lineares pois são formadas por segmentos de 10 m que seguem a topografia do terreno. Para manter a área de amostragem em 250 m x 1,5 m é importante considerar a área de sobreposição dos segmentos, como indicado no texto. Elaborado por Fernanda Coelho, do Protocolo de Samambaia (2014).

2.3 Fungos entomopatogênicos

Tabela 3 - Lista de materiais e equipamentos necessários para coleta e identificação de Fungos entomopatogênicos

Item	Função	Observação
Lanternas de cabeça	Para ajudar a visualizar os insetos mortos	Recomenda-se o uso da lanterna mesmo durante o dia, luz adicional é sempre útil
Trena de pelo menos 15 metros	Demarcar a área de amostragem	Recomenda-se levar mais de uma, para agilizar a amostragem
Vara de 2 metros	Para auxiliar na demarcação da faixa de amostragem	Recomenda-se que a vara seja de material resistente, a mesma pode ser confeccionada com madeira em campo e deve ter uma marcação em 1 m
Lápis, borracha, apontador, régua de 10 cm e prancheta	Para anotar dados e informações referentes à amostragem	Recomenda-se a compra de caneta a prova d'água para anotação em dias chuvosos
Tubos plásticos, ou Falcon 15 ml, Eppendorf	Para armazenar os espécimes coletados	
Lupa estereoscópica binocular	Para analisar e identificar os fungos	
Lâminas e lamínulas	Para montar as amostrar a serem analisadas	
Lâmina de aço, pinça e agulha	Para cortar os fungos e preparar as lâminas	A pinça serve para manusear os fungos frágeis

Reagentes: hidróxido de potássio 3-5-10%, Melzer, vermelho congo 1%, azul de algodão.	Para montar as amostras	Os reagentes usados dependem do grupo de fungos a ser analisado
Guias de identificações	Para identificar as espécies	Buscar primeiro guias da área de estudo

A amostragem consiste em uma pessoa percorrer lentamente os 250 m do corredor central da parcela, delimitando a área de busca ativa em 1 m de largura por 2 m de altura, para ambos os lados da linha central da parcela. A vareta de 2 metros com uma marcação a 1 m, ajuda a delimitar o espaço de amostragem (similar a amostragem de macrofungos). A coleta baseia-se na busca ativa de cadáveres de insetos infectados presos ao tecido foliar (principalmente na parte abaxial) ou pequenos ramos/gravetos, na superfície ou imersos em musgo/casca de árvores, no solo/folhiço (Figura 7). Normalmente esse processo leva entre 1,5 e 2 horas por parcela.

Ao encontrar o indivíduo infectado, este deve ser fotografado (veja Bittencourt et al., 2022), retirado com cuidado do local encontrado (retirando parte da folha, musgo, espinhos ou solo), e acomodado em potes ou tubos de plásticos de forma a preservar a estrutura reprodutiva (assexual ou sexual) do fungo (Figura 7). Em trabalho com monitoramento de curto, médio ou longo prazo, os cadáveres de insetos encontrados podem ser mantidos em campo e marcados com fita isolante colorida (preferencialmente amarela ou vermelha), podendo ser numerados individualmente seguindo um código de escolha do pesquisador. A marcação deve ficar abaixo do espécime, para não atrapalhar a liberação dos esporos.

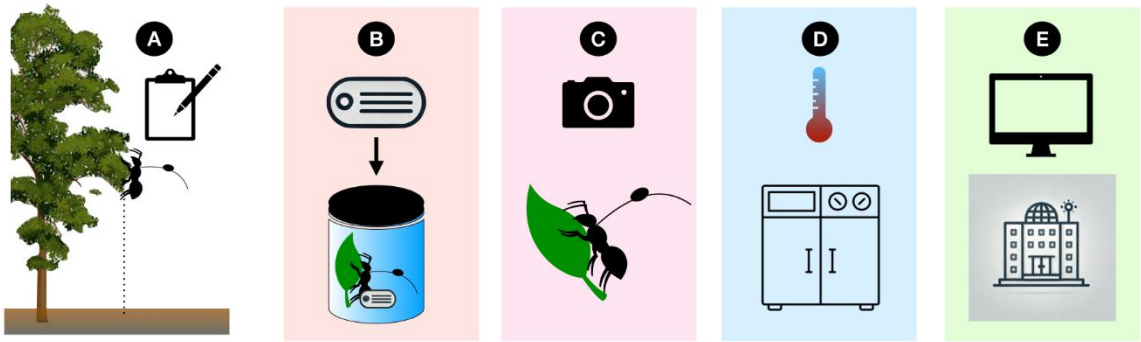


Figura 7 – Esquema simplificado das etapas de coletas de artrópodes mortos por fungos entomopatogênicos. Em A - Coleta de formiga parasitada incluindo parte do substrato. Anotar informações básicas como tipo de substrato, tipo de fixação (mordendo, "abraçada", fixada por hifas do fungo), estágio de desenvolvimento do fungo (ver tabela 2 do material suplementar). B - Acondicionamento do material em pote plástico, caixa organizadora ou sacos (ex. Ziploc). Lembre-se de etiquetar individualmente as amostras. C - Fotografar os espécimes usando preferencialmente lente macro. Ideal é fotografar no final do mesmo dia da coleta para manter a cor natural. D - Desidratação em estufa (35°C). E - Compilação e planilhamento dos dados e metadados, e depósito do material coletado na Coleção. Veja o texto para mais detalhes sobre preservação das amostras para análises genéticas e taxonomia. Elaborado por Fabrício Baccaro com fontes de "Icon by Iconriver"

Substratos já conhecidos por abrigar invertebrados que foram mortos pelo fungo devem ser amostrados com atenção. No momento da coleta deve ser anotado a localização do invertebrado (ex.: folha, espinho, tronco, musgo, base do tronco, solo); interação entre fungo/hospedeiro/substrato (por exemplo, presença ou ausência de estruturas de fixação, no caso de formigas parasitadas, se a carcaça está mordendo tecido foliar, ou abraçando gravetos); tamanho, cor, posição, presença/ausência do ascoma; caracterização das estruturas assexuadas e inserção peritecial (por exemplo, imerso, semi-imerso, erumpente, superficial). Como muitos dos animais parasitados pelos fungos estão escondidos dentro de troncos e outros substratos, a amostragem deve ser realizada por uma pessoa experiente em identificar os esporóforos das espécies de fungos que atacam invertebrados.

A fim de preservar o material, todos os organismos coletados devem ser preservados por meio de desidratação em sílica gel ou em desidratadoras de circulação de ar a 35°C e posteriormente alocados em sacos ziplock para contenção da entrada de umidade, após o expurgo em freezer podem ser acomodados em espaço apropriado nas coleções de fungários. Culturas puras dos espécimes encontrados devem ser isoladas diretamente do estroma interno ou de micélio do interior do artrópode a depender do estágio de decomposição do material. Os meios de cultura tradicionais como Agar e Agar-

dextrose se mostram eficientes para muitas linhagens, mas algumas podem ser mais exigentes com a nutrição. Após o desenvolvimento das colônias, estas devem ser descritas, e de 3 a 6 discos de 10 mm de raio do meio de cultura contendo o micélio devem ser preservados em frascos estéreis com 10 ml de água destilada ou óleo mineral segundo Castellani (1939) para a micoteca, e posterior criopreservação com glicerol 10% a -80 ºC para estudos moleculares.

Os espécimes imaturos em fase anamórfica ou sem que seja observável seus esporóforos devem ser acondicionados em câmaras úmidas para que possam completar o desenvolvimento reprodutivo para auxiliar na identificação. A identificação dos materiais deve ser realizada com base na literatura especializada (Sung et al., 2007; Evans et al., 2011; Sanjuan et al., 2015; Araújo et al., 2015, 2018, 2020).

3 PERSPECTIVAS

Para os fungos microscópicos decompositores, protocolos semelhantes são amplamente empregados em pesquisas de biodiversidade, biotecnologia, genética e ecologia, permitindo a análise de diversas espécies de ascomicetos assexuais em diferentes ecossistemas. Em estudos de biodiversidade, o protocolo tem como objetivo coletar espécies de ascomicetos assexuais em ambientes aquáticos e terrestres, que crescem sobre folhas e galhos em decomposição, registrando espécies raras, novos registros e novas espécies para a ciência. Barbosa et al. (2024) utilizaram o protocolo em ambiente terrestre na Amazônia e identificaram uma nova espécie para a ciência: *Bactrodesmium amazonicum* F.R. Barbosa, Fiuza, J.S. Monteiro & R.F. Castañeda.

Em estudos de biotecnologia e genética, o protocolo permite que, após o crescimento das espécies sobre o substrato, seja possível coletar os conídios (esporos) para isolamento em meio de cultura e, posteriormente, realizar estudos moleculares e biotecnológicos.

Os ascomicetos assexuais desempenham papéis importantes em decomposição, parasitismo e simbioses. Dessa forma, no ramo da ecologia, o protocolo de coleta permite o estudo das interações ecológicas, como a associação entre fungos e seus hospedeiros vegetais ou animais. Além disso, possibilita que, após conhecer as espécies de cada local,

seja possível comparar a similaridade, a diversidade, a riqueza, além de compreender especificidades e influências de fatores abióticos, entre outros aspectos.

O protocolo de macrofungos aqui apresentado foi adaptado com base em dados já obtidos por Braga-Neto (2006) e Sotão et al. (ano desconhecido), com o intuito de tornar a amostragem de macrofungos simples e econômica, adequada para locais com recursos humanos e financeiros limitados. A implementação deste protocolo nos biomas brasileiros que utilizam o sistema RAPELD facilitará a integração de dados colaborativos em todo o país. Espera-se que os resultados ampliem significativamente o entendimento sobre a diversidade, preservação e ecologia da Funga brasileira.

Em relação aos fungos entomopatogênicos, o protocolo apresentado foi aplicado no levantamento e monitoramento de formigas zumbis na Reserva Florestal Adolpho Ducke. Quando associado a variáveis climáticas e ambientais relevantes, forneceu informações importantes sobre a história de vida e ecologia desse grupo. Por exemplo, mais espécies e mais cadáveres de formigas são encontrados durante o período chuvoso, e nos baixios, onde a umidade é mais constante ao longo do ano (Cardoso-Neto et al., 2019). Além disso, cadáveres situados em locais mais altos, especialmente entremeados em musgos presentes nos troncos de grandes árvores, permanecem no ambiente por mais tempo, sugerindo melhores chances de liberação de esporos e infecção de novos hospedeiros (Andriolli et al., 2024). No entanto, esse protocolo pode ser adaptado (ou usado diretamente) para a amostragem de outros fungos entomopatogênicos. De fato, durante essas coletas, inúmeros artrópodes infectados por fungos entomopatogênicos, como vespas, borboletas, moscas, gafanhotos e aranhas, foram amostrados. Essa abordagem de amostragem integrativa facilita o estudo das interações entre fungos entomopatogênicos e seus hospedeiros.

4 MATERIAL SUPLEMENTAR

S1. Ficha de campo;

S2. Ficha de Metadados;

S3. Modelo de planilha de campo para levantamento de fungos enteropatogênicos.

Material disponível em:
https://github.com/ProtocolosRAPELD/EducAmazonia_VolumeXVIII_N.ESPECIAL_2025/tree/main/MS_Protocolo_FUNGOS

5 AGRADECIMENTOS

Agradecemos aos diversos financiamentos recebidos ao longo dos anos da Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado do Amazonas (FAPEAM), da Fundação Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) e do Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq), que financiaram várias pesquisas de fungos na Amazônia. Assim como o apoio dos assistentes de campo e estudantes, que muito contribuíram para a coleta de dados como: a dona Mariazinha e o Joãozinho. Este artigo integra uma edição especial financiada pelos projetos PPBio Amazônia Ocidental (CNPq, processos nº 441260/2023-3 e 441228/2023-2), INCT-CENBAM (CNPq, processo nº 406474/2022-2) e CAPACREAM (CNPq, processo nº 444350/2024-1).

6-REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Andriolli, F. S., Cardoso Neto, J. A., De Morais, J. W., & Baccaro, F. B. (2024). With the dead under the mat: The zombie ant extended phenotype under a new perspective. *The Science of Nature*, *111*(4), 33. https://doi.org/10.1007/s00114-024-01920-w

Araújo, J. P. M., Evans, H. C., Geiser, D. M., Mackay, W. P., & Hughes, D. P. (2015). Unravelling the diversity behind the Ophiocordyceps unilateralis (Ophiocordycipitaceae) complex: Three new species of zombie-ant fungi from the Brazilian Amazon. *Phytotaxa*, *220*(3), 224. https://doi.org/10.11646/phytotaxa.220.3.2

Araújo, J. P. M., Evans, H. C., Kepler, R., & Hughes, D. P. (2018). Zombie-ant fungi across continents: 15 new species and new combinations within *Ophiocordyceps*. I. Myrmecophilous hirsutelloidÂ species. *Studies in Mycology*, *90*(1), 119–160. https://doi.org/10.1016/j.simyco.2017.12.002

Araújo, J. P. M., Evans, H. C., Fernandes, I. O., Ishler, M. J., & Hughes, D. P. (2020). Zombie-ant fungi cross continents: II. *Myrmecophilous hymenostilboid* species and a novel zombie lineage. *Mycologia*, *112*(6), 1138–1170. https://doi.org/10.1080/00275514.2020.1822093

Barbosa, F. R., Sardinha, M., Fiuza, P. O., Gutiérrez, A. H., Castañeda-Ruiz, R. F., & Monteiro, J. S. (2024). *Bactrodesmium amazonicum* sp. nov. from the Brazilian Amazon rainforest with an emendation of the genus. *Nova Hedwigia*, 118(3–4), 365–375. https://doi.org/10.1127/nova_hedwigia/2024/0927

Baldrian, P. (2016). Forest microbiome: Diversity, complexity and dynamics. *FEMS Microbiology Reviews*, fuw040. https://doi.org/10.1093/femsre/fuw040

Baldrian, P. (2017). Forest microbiome: Diversity, complexity and dynamics. *FEMS Microbiology Reviews*, 41(2), 109–130. https://doi.org/10.1093/femsre/fuw040

Bittencourt, F. (with Karstedt, F., Pulgarín, M. P., Wangenheim, A. von, & Drechsler-Santos, E. R.). (2021). *Protocolo de captura de imagens de macrofungos*. Officio.

Braga-Neto, R. (2006). *Diversidade e padrões de distribuição espacial de fungos de liteira sobre o solo em florestas de terra firme na Amazônia Central* / Ricardo Braga-Neto – Manaus: INPA/UFAM. 217 p. ilust. Dissertação de Mestrado

Cardoso Neto, J. A., Leal, L. C., & Baccaro, F. B. (2019). Temporal and spatial gradients of humidity shape the occurrence and the behavioral manipulation of ants infected by entomopathogenic fungi in Central Amazon. *Fungal Ecology*, *42*, 100871. https://doi.org/10.1016/j.funeco.2019.100871

Castañeda-Ruiz, R. F., Heredia, G., Gusmão, L. F. P., & Li, D.-W. (2016). Fungal Diversity of Central and South America. Em D.-W. Li (Org.), *Biology of Microfungi* (p. 197–217). Springer International Publishing. https://doi.org/10.1007/978-3-319-29137-6_9

Castellani, A. (1939). Viability of some pathogenic fungi in distilled water. *Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, v. 42, 225–226.

Dahlberg, A., Genney, D. R., & Heilmann-Clausen, J. (2010). Developing a comprehensive strategy for fungal conservation in Europe: Current status and future needs. *Fungal Ecology*, *3*(2), 50–64. https://doi.org/10.1016/j.funeco.2009.10.004

Ellis, M.B (1976) More Dematiaceous Hyphomycetes. Commonwealth Mycological Institute, London.

Evans, H. C., Elliot, S. L., & Hughes, D. P. (2011). Hidden Diversity Behind the Zombie-Ant Fungus O*phiocordyceps unilateralis*: Four New Species Described from Carpenter Ants in Minas Gerais, Brazil. *PLoS ONE*, *6*(3), e17024. https://doi.org/10.1371/journal.pone.0017024

Fiuza, P. O., Pérez, T. C., Gulis, V., & Gusmão, L. F. P. (2017). Ingoldian fungi of Brazil: Some new records and a review including a checklist and a key. *Phytotaxa*, *306*(3), 171. https://doi.org/10.11646/phytotaxa.306.3.1

Guimarães, A. F., Querido, L. C. A., Rocha, T., Rodrigues, D. J., Viana, P. L., Bergallo, H. G., Fernandes, G. W., Toma, T. S. P., Streit, H., Overbeck, G. E., Souza, A. Q. S., Lima, A. P., Rosa, C. A., Grelle, C. E. V., Lopes, A. M., Curcino, A., Paula, A. S., Andriolo, A., Dias, A., Carvalho, L. N., ... & Magnusson, W. E. (2024). Disentangling the veil line for Brazilian biodiversity: An overview from two long-term research programs reveals huge gaps in ecological data reporting. *Science of the Total Environment*, *950*, 174880. https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2024.174880

Hajek, A. E., & St. Leger, R. J. (1994). Interactions Between Fungal Pathogens and Insect Hosts. *Annual Review of Entomology*, *39*(1), 293–322.

https://doi.org/10.1146/annurev.en.39.010194.001453

Halbwachs, H., Simmel, J., & Bässler, C. (2016a). Tales and mysteries of fungal fruiting: How morphological and physiological traits affect a pileate lifestyle. *Fungal Biology Reviews*, *30*(2), 36–61. https://doi.org/10.1016/j.fbr.2016.04.002

Hawksworth, D. L., & Lücking, R. (2017). Fungal Diversity Revisited: 2.2 to 3.8 Million Species. *Microbiology Spectrum*, *5*(4), 5.4.10. https://doi.org/10.1128/microbiolspec.FUNK-0052-2016

Hyde, K. D., Xu, J., Rapior, S., Jeewon, R., Lumyong, S., Niego, A. G. T., Abeywickrama, P. D., Aluthmuhandiram, J. V. S., Brahamanage, R. S., Brooks, S., Chaiyasen, A., Chethana, K. W. T., Chomnunti, P., Chepkirui, C., Chuankid, B., De Silva, N. I., Doilom, M., Faulds, C., Gentekaki, E., … Stadler, M. (2019). The amazing potential of fungi: 50 ways we can exploit fungi industrially. *Fungal Diversity*, *97*(1), 1–136. https://doi.org/10.1007/s13225-019-00430-9

Ingold, C. T. (1942). Aquatic hyphomycetes of decaying alder leaves. *Transactions of the British Mycological Society*, *25*(4), 339-IN6. https://doi.org/10.1016/S0007-1536(42)80001-7

Kües, U., Khonsuntia, W., & Subba, S. (2018). Complex fungi. *Fungal Biology Reviews*, *32*(4), 205–218. https://doi.org/10.1016/j.fbr.2018.08.001

Kuhar, F., Furci, G., Drechsler-Santos, E. R., & Pfister, D. H. (2018). Delimitation of Funga as a valid term for the diversity of fungal communities: The Fauna, Flora & Funga proposal (FF&F). *IMA Fungus*, *9*(2), A71–A74. https://doi.org/10.1007/BF03449441

Lacey, L. A., Grzywacz, D., Shapiro-Ilan, D. I., Frutos, R., Brownbridge, M., & Goettel, M. S. (2015). Insect pathogens as biological control agents: Back to the future. *Journal of Invertebrate Pathology*, *132*, 1–41. https://doi.org/10.1016/j.jip.2015.07.009

Magnusson, W. E., Lima, A. P., Luizão, R., Luizão, F., Costa, F. R. C., Castilho, C. V. D., & Kinupp, V. F. (2005). RAPELD: A modification of the Gentry method for biodiversity surveys in long-term ecological research sites. *Biota Neotropica*, *5*(2), 19–24. https://doi.org/10.1590/S1676-06032005000300002

Matsushima, T. (1975) Icones microfungorum a Matsushima lectorum. Publicado pelo autor, Kobe.

Matsushima, T. (1981) Matsushima Mycological Memoirs n. 2. Publicado pelo autor, Kobe.

Matsushima, T. (1993). Matsushima Mycological Memoirs. Kobe (JP): Publ. by the author.

Mueller, G. M., Cunha, K. M., May, T. W., Allen, J. L., Westrip, J. R. S., Canteiro, C., Costa-Rezende, D. H., Drechsler-Santos, E. R., Vasco-Palacios, A. M., Ainsworth, A. M., Alves-Silva, G., Bungartz, F., Chandler, A., Gonçalves, S. C., Krisai-Greilhuber, I., Iršėnaitė, R., Jordal, J. B., Kosmann, T., Lendemer, J., … Dahlberg, A. (2022). What Do the First 597 Global Fungal Red List Assessments Tell Us

about the Threat Status of Fungi? *Diversity*, *14*(9), 736. https://doi.org/10.3390/d14090736

Niskanen, T. et al. (2023). Pushing the Fungal Diversity frontiers of biodiversity research: unveiling the global diversity, distribution, and conservation of fungi. Annual Review of Environment and Resources, v. 48, n. 1, p. 149–176, https://doi.org/10.1146/annurevenviron-112621-090937

Royse, D. J., Baars, J., & Tan, Q. (2017). Current Overview of Mushroom Production in the World. Em C. Z. Diego & A. Pardo-Giménez (Orgs.), Edible and Medicinal Mushrooms (1o ed, p. 5–13). Wiley. https://doi.org/10.1002/9781119149446.ch2

Sanjuan, T. I., Franco-Molano, A. E., Kepler, R. M., Spatafora, J. W., Tabima, J., Vasco-Palacios, A. M., & Restrepo, S. (2015). Five new species of entomopathogenic fungi from the Amazon and evolution of neotropical *Ophiocordyceps*. *Fungal Biology*, *119*(10), 901–916. https://doi.org/10.1016/j.funbio.2015.06.010

Seifert, K. A., & Gams, W. (2011). The genera of Hyphomycetes – 2011 update. *Persoonia - Molecular Phylogeny and Evolution of Fungi*, *27*(1), 119–129. https://doi.org/10.3767/003158511X617435

Sotão, H. M. P., et al. (s.d.). Protocolo 12 – Fungos. Programa de Pesquisa em Biodiversidade–PPBio. http://ppbio.museu-goeldi.br/?q=pt-br/protocolo-12-fungos

Sung, G.-H., Hywel-Jones, N. L., Sung, J.-M., Luangsa-ard, J. J., Shrestha, B., & Spatafora, J. W. (2007). Phylogenetic classification of *Cordyceps* and the clavicipitaceous fungi. *Studies in Mycology*, *57*, 5–59. https://doi.org/10.3114/sim.2007.57.01

Tedersoo, L., Bahram, M., & Zobel, M. (2020). How mycorrhizal associations drive plant population and community biology. *Science*, *367*(6480), eaba1223. https://doi.org/10.1126/science.aba1223

Upadhyay, P., Shrivastava, R., & Agrawal, P. K. (2016). Bioprospecting and biotechnological applications of fungal laccase. *3 Biotech*, *6*(1), 15. https://doi.org/10.1007/s13205-015-0316-3

Webster, J.; Weber, R. (2007). Introduction to fungi. Cambridge University Press, Cambridge.

Zhang, Y., Zhang, M., Jiang, Y., Li, X., He, Y., Zeng, P., Guo, Z., & Zhang, L. (2019). Lentinan as an immunotherapeutic for treating lung cancer: A review of 12 years of clinical studies in China. *Journal of Cancer Research and Clinical Oncology*, 145(8), 2019–2031. https://doi.org/10.1007/s00432-019-03031-2

Submetido em: **30 de outubro de 2024**
Aprovado em: **22 de maio de 2025**
Publicado em: **15 de julho de 2025**

AUTORIA

Autor 1:

Nome: Kely da Silva Cruz

Breve currículo: Doutora em Biodiversidade (Rede Bionorte), Pesquisadora do Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia e integrante do grupo de pesquisa do Centro de Estudos Integrados da Biodiversidade Amazônica (CENBAM/PPBio).

Instituição: Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia (INPA)

E-mail: cruzsk@outlook.com

Orcid: https://orcid.org/0000-0002-5951-7042

País: Brasil

Autor 2:

Nome: Douglas de Moraes Couceiro

Breve currículo: Doutor em Biodiversidade e Biotecnologia (Rede Bionorte), Pesquisador na Embrapa Amazônia Ocidental

Instituição: Embrapa Amazônia Ocidental

E-mail: douglasmcouceiro@gmail.com

Orcid: https://orcid.org/0000-0003-4189-7478

País: Brasil

Autor 3:

Nome: Rafaela Saraiva Peres

Breve currículo: Mestre em Botânica pela Universidade Estadual de Feira de Santana, Integrante do Grupo de Pesquisa de Fungos do Centro de Estudos Integrados da Biodiversidade Amazônica (CENBAM/PPBio).

Instituição: Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia (INPA).

E-mail: rafaelasaraiva82@gmail.com

Orcid: https://orcid.org/0000-0002-8836-5295

País: Brasil

Autor 4:

Nome: Rafaela Araújo Ferreira Gurgel

Breve currículo: Mestre em Genética, Conservação e Biologia Evolutiva pelo Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia (INPA) e integrante no Grupo de Pesquisa em Ecologia, Monitoramento e Uso Sustentável de Áreas Úmidas (MAUA-INPA)

Instituição: Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia (INPA).
E-mail: rafaelaf.gurgel@gmail.com
Orcid: https://orcid.org/0000-0002-7962-2069
País: Brasil

Autor 5:
Nome: Flavia Rodrigues Barbosa
Breve currículo: Doutora em Ciências-Botânica pela Universidade Estadual de Feira de Santana, Professora da Universidade Federal de Mato Grosso
Instituição: Universidade Federal de Mato Grosso
E-mail: faurb10@yahoo.com.br
Orcid: https://orcid.org/0000-0002-5649-6338
País: Brasil

Autor 6:
Nome: Luiz Fernando Scatola
Breve currículo: Graduado em Ciências Biológicas pela Universidade do Estado de Mato Grosso. Aluno de mestrado do Programa de Pós-graduação em Ciências Ambientais
Instituição: Universidade Federal de Mato Grosso
E-mail: luiscatola@gmail.com
Orcid: https://orcid.org/0000-0001-9329-8317
País: Brasil

Autor 7:
Nome: Patricia Oliveira Fiuza
Breve currículo: Doutora em Ciências-Botânica pela Universidade Estadual de Feira de Santana, Professora da Universidade Federal da Bahia
Instituição: Universidade Federal da Bahia
E-mail: patriciafiuza@ufba.br
Orcid: https://orcid.org/0000-0002-9428-8257
País: Brasil

Autor 8:
Nome: Heloysa Farias da Silva
Breve currículo: Mestre em Sistemática e Evolução. Aluna de doutorado do Programa de Pós-graduação em Sistemática e Evolução
Instituição: Universidade Federal do Rio Grande do Norte
E-mail: helofarias@yahoo.com

Orcid: https://orcid.org/0000-0003-3971-6586
País: Brasil

Autor 9:
Nome: André Santos de Aquino Alves do Monte
Breve currículo: Tecnólogo em Investigação Forense e Perícia Criminal. Bacharelando em Ciências Biológicas
Instituição: Universidade Federal do Rio Grande do Norte
E-mail: contatoandremonte@gmail.com
Orcid: https://orcid.org/0009-0006-6034-363X
País: Brasil

Autor 10:
Nome: José Aragão Cardoso-Neto
Breve currículo: Mestre em Diversidade Biológica pela Universidade do Amazonas, servidor do Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia do Amazonas-IFAM (campus Maués).
Instituição: Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia do Amazonas-IFAM
E-mail: jose.cardoso@ifam.edu.br
Orcid: https://orcid.org/0000-0003-2142-7284
País: Brasil

Autor 11:
Nome: Fernando Sarti Andriolli
Breve currículo: Doutor em Ciências Biológicas (Entomologia) pelo Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia (INPA), onde também atua como pesquisador.
Instituição: Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia (INPA)
E-mail: andriollifernando@gmail.com
Orcid: https://orcid.org/0000-0001-5377-1202
País: Brasil

Autor 12:
Nome: Fabricio Beggiato Baccaro
Breve currículo: Doutor em Ecologia pelo Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Professor Adjunto na Universidade Federal do Amazonas
Instituição: Universidade Federal do Amazonas
E-mail: baccaro@ufam.edu.br
Orcid: https://orcid.org/0000-0003-4747-1857
País: Brasil

Autor 13:
Nome: Gilvan Ferreira da Silva
Breve currículo: Doutor em Microbiologia pela Universidade Federal de Viçosa, Pesquisador da Embrapa Amazônia Ocidental
Instituição: Embrapa Amazônia Ocidental
E-mail: gilvan.silva@embrapa.br
Orcid: https://orcid.org/0000-0003-2828-8299
País: Brasil

Autor 14:
Nome: Helena Godoy Bergallo
Breve currículo: Doutora em Ecologia pela Universidade Estadual de Campinas, Professora Titular na Universidade do Estado do Rio de Janeiro
Instituição: Universidade do Estado do Rio de Janeiro
E-mail: nena.bergallo@gmail.com
Orcid: https://orcid.org/0000-0001-9771-965X
País: Brasil

Autor 15:
Nome: Elisandro Ricardo Drechsler-Santos
Breve currículo: Doutor em Biologia de Fungos pela Universidade Federal de Pernambuco, Chair do IUCN SSC Brazil Fungal Specialist Group, Professor Associado da Universidade Federal de Santa Catarina
Instituição: Universidade Federal de Santa Catarina
E-mail: drechslersantos@yahoo.com.br
Orcid: https://orcid.org/0000-0002-3702-8715
País: Brasil

Autor 16:
Nome: William Ernest Magnusson
Breve currículo: Doutor em Ciências Biológicas pela Universidade de Sydney. Pesquisador do Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia
Instituição: Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia - INPA
E-mail: wemagnusson@gmail.com
Orcid: https://orcid.org/0000-0003-1988-3950
País: Brasil