



UNIVERSIDADE FEDERAL DO PARANÁ
CAMPUS POLITÉCNICO
SETOR DE CIÊNCIAS BIOLÓGICAS
DEPARTAMENTO DE BOTÂNICA



**DIVERSIDADE DE MACROFUNGOS NOS AMBIENTES NATURAIS NO
ESTADO DO PARANÁ**

Pesquisador responsável: Prof. Dr. Mateus Arduvino Reck

CURITIBA
2026

1 INTRODUÇÃO

Os fungos constituem uma linhagem monofilética dentre os eucariotos, recebendo a classificação de reino Fungi (ou Eumycota). Seus membros são caracterizados, de modo geral, por apresentarem nutrição osmotrófica, se reproduzirem por esporulação, possuírem parede celular composta por quitina e glucanos e produzir ergosterol como principal lipídio de membrana (Webster & Weber, 2007).

A grande maioria das espécies de fungos são saprotróficas e desempenham importante papel ecológico como decompositores, em ambientes terrestres ou aquáticos, atuando na ciclagem de matéria orgânica; porém muitas outras espécies são simbiontes e formam associações (harmônicas ou não) com plantas, algas e animais (Blackwell, 2011).

Basidiomycota, uma das principais linhagens evolutivas dos fungos verdadeiros, com mais de 50.300 espécies e 2290 gêneros descritos, representa o segundo grupo mais diversificado do Reino Fungi (Bánki *et al.*, 2022, acessado em setembro de 2022), atrás somente dos ascomicetos. Formam um grupo monofilético, com características bastante derivadas e cuja principal sinapomorfia é a produção de basídios, uma célula sexual que dá origem aos basidiósporos, os esporos sexuais. Esses esporos são formados e maturados externamente ao basídio no ápice de projeções afiladas que partem deste, os esterigmas. São filogeneticamente bastante próximos à Ascomycota, ambos formando a grande linhagem fúngica Dykaria, que inclui os fungos que apresentam estágio dicariótico (com dois núcleos haploides por célula) em parte do seu ciclo de vida (Naranjo-Ortiz; Gabaldón, 2019).

A maior parte dos basidiomicetos produzem basidiomas, que correspondem aos esporomas sexuais macroscópicos do grupo, muitos deles de forma bastante conhecidas, como cogumelos e orelhas-de-pau, apesar de ocorrerem diversas outras morfologias, como coraloide, clavarioide ou ressupinada (Gilbertson; Ryvarden, 1986). Muitas dessas formas são encontradas crescendo sobre a madeira morta, o que significa que o seu micélio somático está se desenvolvendo dentro dela e realizando a decomposição dos seus componentes, através da liberação de enzimas altamente eficientes que realizam esse processo (Schmidt, 2006).

Acredita-se que, de um total de 3,8 milhões de espécies estimadas, 5 e 10% da diversidade fúngica real do planeta é conhecida, o que leva a conclusão que existe uma grande diversidade ainda a ser descrita (Hawksworth; Lücking, 2017), havendo, portanto, uma grande lacuna a ser preenchida no que diz respeito ao conhecimento da micobiota do planeta. As regiões tropicais e subtropicais do globo devem ser o maior foco de esforços científicos para preencher tal lacuna. Resultados recentes têm demonstrado que levantamento taxonômicos criteriosos, que utilizam ferramentas morfológicas e moleculares de modo integrado, acabam resultando na descrição de diversidade desconhecida nos ambientes tropicais e subtropicais do sul do Brasil (Kaipper-Figueiró *et al.*, 2016, Palacio *et al.* 2017; Alves-Silva *et al.*, 2020).

No presente momento o planeta e a humanidade enfrentam uma grave crise relativa à biodiversidade. As ações antrópicas de alto impacto ambiental, como desmatamento e poluição, têm levado a uma perda significativa de áreas naturais e degradação dos ecossistemas, o que acarreta como consequência em perda de diversidade biológica. Frente a isso, os esforços para catalogar e registrar a biodiversidade são essenciais para o entendimento que todas essas mudanças estão causando. Além do mais, no caso particular dos fungos, o conhecimento de sua diversidade taxonômica é ainda muito baixo quando comparado a outros grupos biológicos, o que destaca a importância de acelerar os estudos de levantamento de espécies em remanescentes naturais ainda protegidos. Só assim poderemos compreender melhor sua diversidade taxonômica e funcional.

1.1 OBJETIVOS

1.1.1 Objetivo geral:

Contribuir para o conhecimento da diversidade de macrofungos nos ambientes naturais no estado do Paraná.

1.1.2 Objetivos específicos:

- Identificar os macrofungos coletados até o nível específico.

- Identificar, registrar e descrever morfologicamente novidades científicas, tais como novas ocorrências geográficas ou novidades taxonômicas, aumentando desse modo o conhecimento sobre a diversidade fúngica de modo geral.
- Incrementar a coleção de macrofungos do Herbário da Universidade Federal do Paraná (UPCB).
- Elaborar chaves de identificação para os materiais encontrados na região.
- Extrair e sequenciar regiões gênicas de espécimes selecionados, para fins de identificação molecular e estudos filogenéticos.
- Realizar estudos filogenéticos moleculares que ajudem a elucidação das relações evolutivas dos grupos de fungos nos quais as espécies estudadas se situam.
- Publicar os resultados em forma de artigos científicos, em periódicos especializados.

2 MATERIAL E MÉTODOS

2.1 ÁREA DE ESTUDO

As coletas serão realizadas em diferentes ecossistemas do Paraná, de modo a abranger os diferentes ecossistemas florestais e campestres do estado: floresta ombrófila mista, floresta ombrófila densa, campos gerais e floresta estacional semidecidual. Serão amostrados fragmentos bem preservados de floresta do estado Paraná, principalmente localizadas em unidades de conservação.

A lista de unidades de conservação a serem visitadas é a que segue: Parque Estadual do Lago Azul, em Campo Mourão; Parque Estadual Mata São Francisco, entre Cornélio Procopio e Santa Mariana; Parque Estadual Mata dos Godoy, em Londrina; Parque Estadual do Palmito, em Paranaguá; Parque Estadual do Rio da Onça, em Matinhos; Parque Estadual da Graciosa, em Morretes; Parque Estadual Salto São Francisco da Esperança, entre Guarapuava e Prudentópolis; Parque Estadual das Lauráceas, entre Adrianópolis, Bocaiúva do Sul e Tunas do Paraná; Parque Estadual de Caxambu,

em Castro; Parque Estadual de São Camilo, em Palotina; Parque Estadual do Boguaçu, em Guaratuba; Parque Estadual do Cerrado, em Jaguariaíva/Sengés; Parque Estadual do Guartelá, em Tibagi; Parque Estadual do Vale do Codó, em Jaguariaíva; Parque Estadual da Serra da Baitaca, entre Quatro Barras e Piraquara; Parque Estadual Vila Rica do Espírito Santo, em Fênix; Parque Estadual de Campinhos, entre Tunas do Paraná e Cerro Azul; Parque Estadual Córrego Maria Flora, em Curitiba; Parque Estadual da Ilha do Mel, em Paranaguá; Parque Estadual de Mina Velha, em Ibaiti; Parque Estadual do Monge, na Lapa; Parque Estadual do Pico do Marumbi, em Morretes; Parque Estadual Professor José Wachowicz, em Araucária; Parque Estadual de Santa Clara, em Paranaguá; Parque Estadual Roberto Ribas Lange, entre Antonina e Morretes; Parque Estadual de Vila Velha, em Ponta Grossa e Parque Estadual do Rio Guarani em Três Barras do Paraná.

2.2 COLETAS

As coletas serão realizadas mensalmente, garantindo que a amostragem seja feita em todas as estações do ano. As áreas serão percorridas e os materiais serão coletados oportunisticamente.

No local da coleta, será realizado registro fotográfico completo do material utilizando escala de referência, anotação de dados ecológicos, características ecológicas e morfológicas gerais dos basidiomas e coordenadas geográficas do ponto de coleta. As características que serão observadas incluem o tipo de substrato, hábito geral, características da superfície do píleo, como pilosidade, coloração, zonação e aparecimento de cutículas, sua consistência, reação ao toque e odor característico.

Os materiais serão retirados do substrato com auxílio de canivete, faca ou pá de jardinagem, e acondicionados em caixas plásticas com divisórias, em envelopes de papel toalha ou folhas de jornal, etiquetados com o número de coletor. Será retirado um pequeno fragmento dos materiais ainda frescos para realização de estudos moleculares. Os espécimes serão desidratados expostos ao sol, em desidratadores de frutas ou em estufa, com temperatura aproximada de 40°C, por cerca de 24 horas ou até a desidratação completa. Depois de desidratados os materiais serão acondicionados em sacos plásticos tipo ziplock.

Posteriormente, serão levados ao freezer por um período de sete dias, para eliminar possíveis contaminações por insetos e outros fungos, para então serem depositados na coleção do herbário UPCB (UFPR).

2.3 ESTUDOS MORFOLÓGICOS

2.3.1 Características macroscópicas

A superfície do píleo e o contexto serão avaliados quanto à sua coloração. O himenóforo será classificado quanto a sua morfologia geral, formato da margem e coloração. Também serão feitas medições dos basidiomas, além de anotações quanto ao hábito, forma da margem e inserção no substrato. Para morfologias agaricoides serão seguidas as definições de Largent *et al.* (1986), enquanto para os poliporoides as análises seguirão as definições de Gilbertson e Ryvarden (1986).

Materiais de morfologia gasteroide serão avaliados conforme metodologia própria em relação às características de estrutura, cor e consistência do perídio e gleba (Miller & Miller, 1988). Para avaliação da coloração dos basidiomas será utilizada a tabela de cores Kornerup e Wanscher (1963).

2.3.2 Características micromorfológicas

Serão realizadas análises e medições do himênio/perídio, septação e esporos: cortes à mão livre do tomento, contexto e tubos montados em lâmina com solução KOH 3% e corante floxina 1%; ou KOH 3% e corante vermelho congo. Análises e medições do sistema hifal: cortes à mão livre tratados durante 24h em NaOH 3% e montados em lâmina com a mesma solução; a partir destas preparações e com o auxílio de microscópio óptico equipado com ocular micrometrada, serão feitas medições do diâmetro das hifas, além de anotações das mesmas quanto à coloração, ramificações, tortuosidade e disposição no basidioma, conforme Teixeira (1995) e Pegler (1996).

O himênio será analisado em relação à presença de elementos estéreis, além dos basídios; quando da presença destas estruturas sempre serão tomadas medições comprimento (L) x largura (W). Os esporos serão analisados

quanto espessura e ornamentação da parede, coloração e forma, além da realização de medidas L x W. As medidas obtidas serão analisadas conforme Coelho (2006), com o cálculo da razão L/W (Q), média de L x W e média de Q, para atribuição de sua morfologia. A caracterização microscópica seguirá principalmente as definições de Largent *et al.* (1977).

2.4 IDENTIFICAÇÃO MOLECULAR E ANÁLISES GENÉTICAS

Será utilizado o programa BioEdit v.7.2 para analisar e corrigir manualmente os cromatogramas sequenciados (HALL, 1999). Com as sequências finalizadas, elas serão comparadas com sequências encontradas no banco de dados GenBank utilizando o BLAST ou *Barcoding of Life Database* (BOLD), para a correta identificação. Quando realizadas análises filogenéticas, serão montadas matrizes individuais para cada marcador ou unidas com mais de um marcador, utilizando as sequências geradas em conjunto com outras encontradas no GenBank (SAYERS *et al.*, 2019). O alinhamento de cada matriz será feito utilizando programas como MUSCLE v.5 e MAFFT v.7, e a edição pelo programa MEGA v.11.

O programa JmodelTest v. 2.1.10 será utilizado para encontrar o modelo de evolução mais condizente. Os métodos de máxima verossimilhança (ML), máxima parcimônia (MP) e Inferência Bayesiana (IB), por meio de programas específicos, serão utilizados para a reconstrução filogenética utilizando matrizes alinhadas. Serão realizadas análises para marcadores individuais e em conjunto. Por fim, todas as sequências serão enviadas ao GenBank e as árvores construídas colocadas na plataforma TreeBase (PIEL *et al.*, 2009).

3 RESULTADOS ESPERADOS

É esperado aumentar a lista de espécies de macrofungos que ocorrem no estado do Paraná, contando com espécies já descritas e com espécies novas, que ainda não foram descritas, contribuindo para o conhecimento das relações filogenéticas de espécies, gêneros e famílias de basidiomicetos e ascomicetos. Aumentando a lista da coleção de macrofungos não-liquênicos no Herbário UPCB. Os resultados encontrados serão publicados em revistas científicas e os

resultados preliminares serão divulgados em eventos científicos de alcance regional, nacional e internacional.

4 REFERÊNCIAS

Alves-Silva, G. Reck, M. A.; Silveira, R.M.B.; Bittencourt, F.; Robledo, G.L.; Góes-Neto, A.; Drechsler-Santos, E.R. 2020. The Neotropical Fomitiporia (Hymenochaetales, Basidiomycota): the redefinition of *F. apiahyna* s.s. allows revealing a high hidden species diversity. *Mycological Progress*, v. 19, p. 769-790.

Bánki, O.; Roskov, Y.; Döring, M.; Ower, G.; Vandepitte, L.; Hobern, D., Remsen, D., Schalk, P.; DeWalt, R. E., Keping, M., Miller, J., Orrell, T., Aalbu, R., Adlard, R., Adriaenssens, E. M., Aedo, C., Aesch, E., Akkari, N., Alexander, S. 2022. Catalogue of Life Checklist (Version 2022-09-25). Catalogue of Life.

Blackwell, M. (2011) The fungi: 1, 2, 3 ... 5.1 million species? *American Journal of Botany* 98(3): 426–438.

Coelho, G. 2005. A Brazilian new species of *Auriporia*. *Mycologia*, v. 97, p. 263-267.

Gilbertson, R.; Ryvarden, L. 1986. *North American Polypores*. 1° Volume. Oslo: Fungiflora.

Hawksworth, D.L.; Lücking, R. 2017. Fungal diversity revisited: 2.2 to 3.8 million species *Microbiology Spectrum*, 5 (4).

Kaipper-Figueiró, G.; Robledo, G.L.; Reck, M.A. ; Góes-Neto, A. ; Drechsler-Santos, E.R.. 2016. *Antrodia neotropica* sp. nov. (Polyporales, Basidiomycota): a new South American species of s.s. from Brazil based on morphological, molecular and ecological data. *Nova Hedwigia*, v. 103, p. 125-143.

Kornerup, A.; Henrik, J. 1963. *Wanscher Methuen Handbook of Colour*.

Largent D.; Johnson, D.; Watling, R. 1977. How to identify mushrooms to genus III: microscopic features. Eureka, Mad River Press.

Largent, D. 1986. How to identify mushrooms to genus III: macroscopic features. Eureka, Mad River Press.

Miller Jr., O.K. & Miller, H.H. 1988. Gasteromycetes: morphology and developmental features. Eureka: Mad River Press.

Naranjo-Ortiz, M. A.; Gabaldón, T. 2019. Fungal evolution: diversity, taxonomy and phylogeny of the Fungi. Biol. Rev. V. 94, 2101–2137.

Palacio, M.; Robledo, G.L.; Reck, M.A.; Grassi, E.; Góes-Neto, A.; Drechsler-Santos, E.R. 2017. Decrypting the Polyporus dictyopus complex: Recovery of Atroporus Ryvarden and segregation of Neodictyopus gen. nov. (Polyporales, Basidiomycota). PLoS One, v. 12, p.186- 183.

Pegler, D.N. 1996. Hyphal analysis of basidiomata. Mycological Research 100: 129-142.

Schmidt, O. 2006. Wood and Tree Fungi: Biology, Damage, Protection, and Use. Springer Berlin Heidelberg New York.

Schoch, C.L., Seifert, K.A., Huhndorf, S., Robert, V., Spouge, J.L., Levesque, C.A., Chen, W., Fungal barcode consortium. 2012. Nuclear ribosomal internal transcribed spacer (ITS) region as a universal DNA barcode marker for Fungi. PNAS 109 (16): 6241-6246.

Teixeira, A. 1995. Método para estudo das hifas do basidiocarpo de fungos poliporáceos. São Paulo: Instituto de Botânica.

Webster, J.; Weber, R.W.S. 2007. Introduction to Fungi. 3rd ed. Cambridge: Cambridge University Press.