

**SISTEMÁTICA DE POLÍPOROS TRAMETOIDES
(POLYPORALES, BASIDIOMYCOTA) EM ÁREAS DE MATA
ATLÂNTICA COM ÊNFASE NO ESTADO DE SÃO PAULO**



(Arte: Bideford)

MARIANA FERNANDES

MARIANA FERNANDES

**SISTEMÁTICA DE POLÍPOROS TRAMETOIDES
(POLYPORALES, BASIDIOMYCOTA) EM ÁREAS DE MATA
ATLÂNTICA COM ÊNFASE NO ESTADO DE SÃO PAULO**

Tese apresentada ao Instituto de Pesquisas Ambientais, da Secretaria de Meio Ambiente, Infraestrutura e Logística, como parte dos requisitos exigidos para a obtenção do título de DOUTOR em BIODIVERSIDADE VEGETAL E MEIO AMBIENTE, na Área de Concentração de Plantas Avasculares e Fungos em Análises Ambientais.

**SÃO PAULO
2024**

MARIANA FERNANDES

**SISTEMÁTICA DE POLÍPOROS TRAMETOIDES
(POLYPORALES, BASIDIOMYCOTA) EM ÁREAS DE MATA
ATLÂNTICA COM ÊNFASE NO ESTADO DE SÃO PAULO.**

Tese apresentada ao Instituto de Pesquisas Ambientais, da Secretaria de Meio Ambiente, Infraestrutura e Logística, como parte dos requisitos exigidos para a obtenção do título de DOUTOR em BIODIVERSIDADE VEGETAL E MEIO AMBIENTE, na Área de Concentração de Plantas Avasculares e Fungos em Análises Ambientais.

ORIENTADORA: DRA. ADRIANA DE MELLO GUGLIOTTA

Ficha Catalográfica elaborada pelo **NÚCLEO DE BIBLIOTECA E MAPOTECA**

Fernandes, Mariana

F363s Sistemática de políporos trametoides (Polyporales, Basidiomycota) em áreas de Mata Atlântica com ênfase no estado de São Paulo / Mariana Fernandes - - São Paulo, 2024.
231p.; il. Color.

Tese (Doutorado) -- Instituto de Pesquisas Ambientais da Secretaria de Meio Meio Ambiente, Infraestrutura e Logística, 2024.

Bibliografia.

1. Biodiversidade. 2. Funga. 3. Polyporaceae. 4. Sistemática molecular. I. Título.

CDU: 582.28

BANCA EXAMINADORA

Dra. Adriana de Mello Gugliotta

Dra. Iracema Helena Schoenlein-Crusius

Dra. Raquel Cordeiro Theodoro

Dr. Juliano Marcon Baltazar

Dr. Jorge Luiz Fortuna

A todos que me ensinaram, a todos que ensinei, dedico esse e todos os trabalhos
de minha vida

“Privatizaram sua vida, seu trabalho, sua hora
de amar e seu direito de pensar. É da empresa
privada o seu passo em frente, seu pão e seu
salário. E agora, não contentes, querem
privatizar o conhecimento, a sabedoria, o
pensamento, que só à humanidade pertence.”

Bertolt Brecht

“Fica proibido o uso da palavra liberdade, a
qual será suprimida dos dicionários e do
pântano enganoso das bocas. A partir deste
instante a liberdade será algo vivo e
transparente como um fogo ou um rio, e a
sua morada será sempre o coração do
homem”.

Thiago de Mello

“Ponha fé na vida, ponha o pé na terra
Fale com quem fala o mesmo que você
Sonhe com quem sonha o mesmo que você”

Milton Nascimento

Isso de querer
ser exatamente aquilo
que a gente é
ainda vai
nos levar muito além
Paulo Lemisnki

AGRADECIMENTOS

Essas foram as primeiras linhas que escrevo dessa tese. Para mim, é inimaginável cogitar começar a redação desse trabalho se não por essa sessão.

Se eu caminho para frente, meus olhos seguem voltados para trás.

Agradeço à minha orientadora, Adriana de Mello Gugliotta (pra nós, Adri), pela oportunidade em poder realizar esse trabalho sob sua orientação. Agradeço pelo cuidado e paciência em me conduzir pelas labirínticas veredas da pós-graduação e pela confiança de que poderíamos chegar até o fim.

Agradeço ao Mateus Reck pela amizade de longa data e pelas muitas aventuras vividas. Especialmente, pra esse momento, agradeço o fôlego, a força e a confiança que me deste para concluir esse trabalho.

Agradeço ao Otávio Marques, que é colega e professor. Sou grata aos momentos das conversas brabas de filogenética, pelos direcionamentos e por me acolher nesse teu coração gigante!

Agradeço imensamente ao professor Eduardo Bagagli, da UNESP de Botucatu, exemplo de pessoa e profissional, pela oportunidade dada a mim de seguir na caminhada pela estrada micológica. Daquela época, sou grata aos queridos Assis, Thales e Raquel pela amizade sincera da UNESP para o mundo. Me ensinaram muito do pouco que sei.

Aos colegas do Micolab UFSC, contemporâneos ou não, pela parceria, pelas risadas, pelo aprendizado que seguem comigo onde quer que eu vá. Agradeço a professora Maria Alice, mulher da ciência e da generosidade que transborda. Especialmente, sou grata à MariDê, melhor amiga de militância, de luta, de viagens, de pipoca com chimarrão, e com quem pude mais uma vez, pelos caminhos andados e desandados dessa vida, partilhar a experiência de mais bons anos juntas nessa cidade maluca!

À turma do PPGFAP 2015: Pelas cervejas e bom papo; pelos churrascos com carne queimada; pelos almocinhos de domingo na casa da querida Grazi.

Agradeço a família: a de sangue - minha mãe, que nunca mediu esforços para educar seus filhos e, meu irmão, que sem ele não teria percorrido nem metade dessa trajetória até aqui; a construída - os irmãos e irmãs das repúblicas pelas quais morei,

especialmente a casa da Epifânio 99, onde fui muito feliz convivendo (inclusive em meio a pandemia) com as pessoas mais generosas que eu poderia encontrar: Ana, Mara, Leandro, Douglas e Guga; o povo de Floripa, amigos da vida e da luta, Fatinha, Rose, Nilce, Vitor, Carol - não a toa, todos professores.

Agradeço a Amanda, que é luz na escuridão, que é em quem me reconheço e que dá sentido nessa farra que é viver (Amanda é chuva em terra de gente seca!) - *Não sei se o mundo é bom, mas ele ficou melhor quando você chegou e perguntou: tem lugar pra mim?* Agradeço também a família Daher de Moura (Dona Ana e seu Antônio *et al.*) que me acolheu com todo carinho.

As trabalhadoras e trabalhadores do Instituto de Botânica/IPA que contribuem para que a energia do ambiente de trabalho seja sempre muito positiva – especialmente a Shirlei e Iolane, secretárias da Pós Graduação, a professora Inês, a coordenadora mais acolhedora do Brasil e as senhoras da limpeza que com muito cuidado deixam nosso espaço de trabalho organizado.

À turma XLV de Biologia da UNESP de Botucatu: pela honra, pela garra e pela coragem.

A todas e a todos os micólogos que me inspiram: Larissa Trierveiler, Juliano Baltazar, Mauro Westphalen, Adriano Spielmann, Luciana Canêz e tantos outros.

Agradeço ao IFungiLab (e a todos os colegas que por lá passaram) pelo acolhimento e parceria nas saídas de campo.

Agradeço a banca avaliadora que contribui para a melhoria deste trabalho.

Ao povo do estado de São Paulo que contribui para a manutenção da qualidade e excelência dessa instituição que me forma.

Agradeço a CAPES pela bolsa.

Aos micólogos! Micólogos do mundo: Uni-vos!

RESUMO

O termo políporo é utilizado para denominar os fungos do filo Basidiomycota que apresentam himenóforo tubular. Estes fungos formam um grupo polifilético incluídos em diversas ordens da classe Agaricomycetes, sendo Polyporales a maior delas. Nessa ordem, Polyporaceae é a família que abarca, dentre outros táxons, os políporos trametoides. O termo trametoide se refere a *Trametes* Fr. e gêneros correlatos e tem sido usado para definir espécies com basidioma anual, séssil a efuso-reflexo, de consistência coriácea que, microscopicamente, possuem sistema hifal trimítico, hifas generativas septadas e basidósporos cilíndricos de paredes finas, inamiloides e indextrinoides. O presente estudo, realizado entre 2019 e 2024, aborda análises morfológicas e moleculares dos espécimes coletados nas regiões sul e sudeste da Mata Atlântica brasileira e suas implicações para a taxonomia e sistemática do grupo. Um total de 107 espécimes foram coletados dos quais 72 foram identificados como políporos trametoides. Os resultados são discutidos sob o ponto de vista taxonômico e filogenético com base em estudos morfológicos e moleculares de táxons coletados nos estados de São Paulo, Santa Catarina, Paraná, e Rio Grande do Sul. Foram identificadas 19 espécies distribuídas em sete gêneros: *Cerrena caperata* (Berk.) Murrill, *Datronia mollis* (Sommerf.) Donk, *Datronia stereoides* (Fr.) Ryvarden, *Earliella scabrosa* (Pers.) Gilb. & Ryvarden, *Funalia rigida* (Berk. and Mont.) Peck, *Eneydaea papyracea* Fernandes & Gugliotta (nome provisório, representa um novo gênero proposto), *Hexagonia hydroides* (Fr.) M. Fidalgo, *Trametes cubensis* (Mont.) Sacc., *Trametes decipiens* Bres., *Trametes elegans* (Spreng.: Fr.) Fr., *Trametes hirsuta* (Fr.) Pilát, *Trametes lactinea* (Berk.) Sacc., *Trametes membranacea* (Sw.:Fr.) Kreisel, *Trametes ochracea* (Pers.) Gilb. & Ryvarden, *Trametes neovillosa* Fernandes & Gugliotta (nome proposto em substituição a *Trametes pavonia* (Hook.) Ryvarden. *nom. illeg.*), *Trametes polyzona* (Pers.) Justo, *Trametes sanguinea* (L.) Lloyd, *Trametes versicolor* (L.) Lloyd e *Trametes villosa* (Fr.) Kreisel. As espécies são descritas, discutidas e chaves de identificação são apresentadas. Molecularmente, 202 sequências das regiões ITS, LSU e *tef1* e *RPB2*, foram geradas e 158 foram utilizadas em análises filogenéticas. Este estudo, contribuiu para sanar *déficits* no conhecimento das diversidades gênética, morfológica, de distribuição geográfica e das relações filogenéticas dos políporos trametoides na Mata Atlântica.

Palavras-chave: biodiversidade, funga, Polyporaceae, sistemática molecular.

ABSTRACT

The term "polypore" is used to designate fungi of the phylum Basidiomycota that exhibit a tubular hymenophore. These fungi form a polyphyletic group encompassed within various orders of the class Agaricomycetes, with Polyporales being the largest of these orders. Within this order, Polyporaceae is the family that includes, among other taxa, trametoid polypores. The term "trametoid" refers to *Trametes* Fr. and related genera, and has been used to define species with annual basidiomata, sessile to effuse-reflexed, coriaceous consistency, and microscopic features including a trimitic hyphal system, septate generative hyphae, and cylindrical basidiospores with thin walls that are inamyloid and indextrinoid. This study, conducted between 2019 and 2024, addresses morphological and molecular analyses of specimens collected in the southern and southeastern regions of the Brazilian Atlantic Forest, focusing on their implications for the taxonomy and systematics of the group. A total of 107 specimens were collected, with 72 identified as trametoid polypores. The results are discussed from both taxonomic and phylogenetic perspectives based on morphological and molecular studies of taxa collected in the states of São Paulo, Santa Catarina, Paraná, and Rio Grande do Sul. Nineteen species distributed across seven genera were identified: *Cerrena caperata* (Berk.) Murrill, *Datronia mollis* (Sommerf.) Donk, *Datronia stereoides* (Fr.) Ryvarden, *Earliella scabrosa* (Pers.) Gilb. & Ryvarden, *Funalia rigida* (Berk. and Mont.) Peck, *Eneydaea papyracea* Fernandes & Gugliotta (provisional name, representing a newly proposed genus), *Hexagonia hydroides* (Fr.) M. Fidalgo, *Trametes cubensis* (Mont.) Sacc., *Trametes decipiens* Bres., *Trametes elegans* (Spreng.: Fr.) Fr., *Trametes hirsuta* (Fr.) Pilát, *Trametes lactinea* (Berk.) Sacc., *Trametes membranacea* (Sw.) Kreisel, *Trametes ochracea* (Pers.) Gilb. & Ryvarden, *Trametes neovillosa* Fernandes & Gugliotta (name proposed to replace *Trametes pavonia* (Hook.) Ryvarden. *nom. illeg.*), *Trametes polyzona* (Pers.) Justo, *Trametes sanguinea* (L.) Lloyd, *Trametes versicolor* (L.) Lloyd, and *Trametes villosa* (Fr.) Kreisel. The species are described, discussed, and identification keys are provided. Molecularly, 202 sequences from the ITS, LSU, *tef1*, and *RPB2* regions were generated, with 158 used in phylogenetic analyses. This study contributes to addressing deficits in the knowledge of genetic diversity, morphological characteristics, geographic distribution, and phylogenetic relationships of trametoid polypores in the Atlantic Forest.

Keywords: Biodiversity, Molecular systematics, fungi, Polyporaceae

SUMÁRIO

APRESENTAÇÃO	i
1. INTRODUÇÃO	1
1.1 O REINO FUNGI – A saga de uma dinastia.....	1
1.2 NA LINHAGEM DA FAMÍLIA REAL	4
1.3 TRADUZINDO A LÍNGUA DO <i>P</i> : POLÍPORO, POLIPOROIDE, POLYPORACEA, DO QUE SE TRATA?	10
1.3.1 HISTÓRICO E HISTÓRIA DA TAXONOMIA DOS POLÍPOROS ..	12
1.3.2 TRAMETOIDE	14
1.4 MORFOLOGIA: O ESTUDO DA FORMA.....	18
1.4.1 Macromorfologia.....	18
1.4.2 Micromorfologia.....	20
1.5 ESTUDOS MOLECULARES	22
1.6 IMPORTÂNCIA ECOLÓGICA E ECONÔMICA.....	23
1.7 ESTUDOS NO BRASIL E NO MUNDO	25
2. OBJETIVOS	28
2.1 Objetivo Geral	28
2.2 Objetivos específicos	28
3. MATERIAL E MÉTODOS.....	29
3.1 ÁREA DE ESTUDO.....	29
3.2 COLETA.....	32
3.3 HERBORIZAÇÃO.....	36
3.4 ANÁLISES MORFOLÓGICAS.....	36
3.4.1 Macromorfologia.....	36
3.4.2 Micromorfologia.....	37
3.5 IDENTIFICAÇÃO DO MATERIAL E REVISÃO DE HERBÁRIOS	39
3.6 OBTENÇÃO DE CULTURAS	39
3.6.1. Obtenção de esporadas	39

3.6.2. Obtenção de culturas polispóricas	40
3.7 REVISÃO DE HERBÁRIO.....	41
3.8 TÉCNICAS MOLECULARES	42
3.8.1 Extração de DNA.....	42
3.8.1.1 Extração de DNA de culturas	42
3.9. AMPLIFICAÇÃO DE DNA	43
3.9.1 Reação em cadeia de polimerase (PCR)	43
3.9.2 "Nested" PCR.....	46
3.10 SEQUENCIAMENTO DO DNA	47
3.11 ANÁLISE DOS DADOS.....	47
3.11.1 Edição e Alinhamento das sequências.....	47
3.11.2 Análises filogenéticas.....	48
4. RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	51
4.1 ANÁLISE MORFOLÓGICA	51
4.2. ANÁLISES MOLECULARES.....	54
4.2.2. Análises filogenéticas.....	54
4.3. ARTIGOS	62
CAPÍTULO I	63
CAPÍTULO II	69
CAPÍTULO III	119
5. CONSIDERAÇÕES FINAIS	167
6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	171
7. ANEXO	194

LISTA DE FIGURAS

Introdução Geral

Figura 1. Árvore filogenética que revela as relações de ancestralidade e parentesco entre os Filos do reino Fungi (Tedersoo, 2018)	5
Figura 2. Tipos de basídios, microestrutura típica dos Basidiomycota. a) Heterobasídio; b) Homobasídio.....	6
Figura 3. Esquemas com a macro e a micromorfologia do himênio. a) Sessão transversal de um basidioma poroide – Detalhe para o contexto e tubos; b) Superfície himenial tipicamente poroide; c) aspecto micromorfológico da trama himenial.....	10
Figura 4. Mapa das formações vegetacionais da Mata Atlântica do sudeste e sul do Brasil contempladas nas expedições de campo.....	32
Figura 5. Localidades de coleta destacadas no mapa das Regiões Sul e Sudeste do Brasil.....	34
Figura 6. Localidades de coleta destacadas no mapa do Estado de São Paulo, Brasil.....	34
Figura 7. Localidades visitadas durante as expedições distribuídas nas fitofisionomias da Mata Atlântica.	35
Figura 8. a) Esporos após germinação; b) Micélio crescido oriundo do basidioma.....	39
Figura 9. Esporada sob lâmina estéril.....	40
Figura 10. Semeadura a partir do micélio fresco após coletas.....	41
Figura 11. Técnica de isolamento em campo dos materiais coletados.....	41
Figura 12. Região ITS - posição dos primers (http://www.clarku.edu/faculty/dhibbett/protocols_folder/primers/primers.htm)... ..	45
Figura 13. Região LSU - posição dos primers (http://biology.duke.edu/fungi/mycolab/primers.htm).....	45

Figura 14. Região <i>EF-1α</i> - posição dos primers (http://www.clarku.edu/faculty/dhibbett/protocols_folder/primers/primers.htm)...	45
Figura 15. Região <i>RPB2</i> - posição dos primers (http://www.clarku.edu/faculty/dhibbett/protocols_folder/primers/primers.htm)...	45
Figura 16. Eletroforese em gel de agarose (sob luz U.V.) com produtos de PCR amplificados para a região ITS.....	47
Figura 17. Árvore filogenética da região nrITS gerada por análise de Máxima Verossimilhança incluindo novas sequências geradas neste trabalho e alinhadas com sequências disponíveis no GenBank. Códigos se referem a sequências obtidas junto ao GenBank ou neste presente estudo.....	52
Figura 18. Recorte do Clado Trametoide - oriundo da árvore filogenética da região nrITS gerada por análise de Máxima Verossimilhança incluindo novas sequências geradas neste trabalho e alinhadas com sequências disponíveis no GenBank. Códigos se referem a sequências obtidas junto ao GenBank ou neste presente estudo.....	54
Figura 19. Recorte do Clado que abarca os gêneros <i>Coriolopsis</i> , <i>Datronia</i> e <i>Funalia</i> - oriundo da árvore filogenética da região nrITS gerada por análise de Máxima Verossimilhança incluindo novas sequências geradas neste trabalho e alinhadas com sequências disponíveis no GenBank. Códigos se referem a sequências obtidas junto ao GenBank ou neste presente estudo.....	57

Capítulo 2

Figura 1. Macro morfologia de Basidioma - Superfície abhimenial e himenoforal. A–B. *Cerrena caperata*. C–D. *Funalia rigida*. E–F. *Hexagonia hydroides*. G–H. *Hexagonia papyracea*. Escala = 1cm.

Figura 2. Macro morfologia de Basidioma - Superfície abhimenial e himenoforal. A–B. *Lenzites elegans*. C–E. *Podofomes mollis*. F–G. *Podofomes stereoides*. Escala = 1cm.

Figura 3. Macro morfologia de Basidioma - Superfície abhimenial e himenoforal. A–B. *Pycnoporus sanguineus*. C–D. *Trametes cubensis*. E–F. *Trametes decipiens*. G. *Trametes lactinea*. Escala = 1 cm.

Figura 4. Macro morfologia de Basidioma - Superfície abhimenial e himenoforal. A–B. *Trametes neovillosa*. C–D. *Trametes ochracea*. E–F. *Trametes polyzona*. G–H. *Trametes villosa*. Escala = 1 cm.

Capítulo 3

Figura 1. Árvore de MV (nrITS) com todos táxons pertencentes ao grupo dos trametoides

Figura 2. Árvore de MV (nrITS) das espécies trametoides fora do core de *Trametes s.s.*

Figura 3. Árvore de MV (nrITS) das espécies trametoides fora do core de *Trametes s.s.*

LISTA DE TABELAS

Introdução Geral

Tabela 1. Lista de espécies de Trametoides com ocorrência já registrada nos bancos de dados da Flora e Funga do Brasil para a região Sul e Sudeste do Brasil..... 27

Tabela 2. Áreas de Coleta nas unidades de conservação visitadas nos estados de São Paulo (SP), Santa Catarina (SC), Paraná (PR) e Rio Grande do Sul (RS), Brasil com suas respectivas localidades..... 33

Tabela 3. Herbários visitados durante a realização do estudo com o código do herbário, instituição, localidade e curadoria - Curadores e demais colaboradores (se presentes) incluídos entre parênteses..... 42

Tabela 4. *Primers* utilizados para a amplificação das respectivas regiões ITS, LSU, EF1a e RPB2.....46

LISTA DE ABREVIações, LISTA DE SIGLAS E EXPRESSões

5' → 3' – Que marca as extremidades da sequência de DNA alvo que se pretende sintetizar.

°C – Graus Celsius

β-tub – A Os membros mais usuais da família da tubulinas, proteínas globulares.

μg – Micrograma

μl – Microlitro

μm – Micrômetro

μM – Micromolar

aff. – (Lat.) affinis, estreitamente relacionado

A – Adenina (Base nitrogenada)

AFTOL – Assembling the Fungal Tree of Life

ADN – Ácido Desoxirribonucleico

AEM – Ágar Extrato de Malte

AICc – Akaike information criterion corrected

Amplicon – produto amplificado pós reação de PCR.

ATP – Trifosfato de adenosina atp-sintase - enzimas que fornecem energia para o funcionamento das células através da síntese de ATP (trifosfato de adenosina)

BDA – Batata Dextrose Ágar

BLAST – Basic Local Alignment Search Tool

bp - Base pairs - Pares de base

BS – Bootstrap

C – Citosina (base nitrogenada)

CB – Cotton Blue (azul de algodão)

CB+ – reação cianófila positiva

CB- – reação cianófila negativa

CCIBt – Coleção de Culturas de Algas, Cianobactérias e Fungos do Instituto de Pesquisas Ambientais

Contig – Sequência contígua, formada pela sobreposição de leituras em determinado alinhamento

CTAB – Brometo de cetiltrimetilamônio

comb. nov. – (Lat.) *combinatio nova*, combinação nova

dATP – desoxiadenosina trifosfatada

dCTP – desoxicitosina trifosfatada

dGTP – desoxiguanosina trifosfatada

dTTP – desoxitimidina trifosfatada

Diâm. – Diâmetro

DNA – Ácido desoxirribonucleico

dNTP – Desoxiribonucleotídeos trifosfatados

Doweld – Alexander Doweld, Botânico

EDTA – ácido etilenodiamino tetra-acético (do inglês Ethylenediamine tetraacetic acid)

e.g. – (Lat.) *exempli gratia*, por exemplo

emend. – (Lat.) *emendo*, corrigir

et al. – (Lat.) *et alii*, e os outros, e colaboradores

EF1α – Elongation factor 1-alpha, fator de elongação.

FLONA – Floresta Nacional

G – Guanina (Base nitrogenada)
g – Gramas
Gr. – Grego
gen. nov. – (Lat.) *genus novum*, gênero novo
HCl – Ácido Clorídrico
Hotspot – definida pela quantidade de espécies endêmicas e o tamanho da área degradada.
IB – Inferência Bayesiana
ICN – Herbário da Universidade Federal do Rio Grande do Sul
i.e. – (Lat.) *id est*, isto é
IKI – Iodo de potássio
ITS – Internal Transcribed Spacer
in silico – Caracterização, modelagem computacional indel - Inserções ou deleções de bases nitrogenadas em determinada sequência de DNA/RNA
intron – INTRagenic regiON - região intra-gênica, excisada durante a etapa de splicing
IGS – região espaçadora intergênica
J.S.F. - João Salvador Furtado. Biólogo, educador
kb – **kpb** – Kilo Bases = 1.000 pb
KOH –Hidroxido de potássio
L – Litro
Lat. – Latim
l. c. – (Lat.) *Loco citato*, no lugar citado
LSU – Large Subunit
Ma – Milhões de anos
MAFFT – Multiple Alignment with Fast Fourier Transform
MCMC – Monte Carlo em cadeia de Monte Carlo
ML – Maximum Likelihood (verossimilhança)
mL – mililitros
mM – milimolar
mt – mitocôndria, mitocondrial
M – Molar
mg – Miligrama
mm – Milímetro
mtDNA – DNA mitocondrial
mRNA – RNA mensageiro
NaCl – Cloreto de Sódio
NCBI – National Center for Biotechnology Information – Centro Nacional para Informações Biotecnológicas, EUA
ng/μl – Nanogramas/microlitro
nm – nanômetro
nuc – núcleo, nuclear
pb – pares de bases
PCR – Polymerase Chain Reaction - Reação em cadeia da polimerase
PEFI – Parque Estadual das Fontes do Ipiranga
PP – Probabilidade Posterior
p. p. – (Lat.) *pro parte*, em parte
pH – Potencial hidrogeniônico
primer – iniciador molecular refere-se a uma sequência de oligonucleótidos, escrita na direção

PVP – Polivinilpirrolidona

P-value – é a probabilidade de se obter uma estatística de teste igual ou mais extrema que aquela observada em uma amostra, sob a hipótese nula

rRNA – Ribosomal ribonucleic acid

RPPN – Reserva Particular do Patrimônio Natural

RNA – Ácido Ribonucleico

RPB2 – RNA polymerase II second largest subunit

RPM – Rotações por minuto

rRNA – RNA ribossômico ou ribossomal

RT – Reação de transcrição reversa mediada pela enzima Transcriptase reversa

s – Segundos

SNP – Single Nucleotide Polymorphism - Polimorfismo de base única

sin. – sinônimo

s. l. – (Lat.) *sensu lato*, em sentido amplo

sp. – espécie

spp. – espécies

sp. nov. – (Lat.) *species novae*, espécie nova

s. s. – (Lat.) *sensu stricto*, em sentido estrito

SSU – Small Subunit (Subunidade menor do Ribossomo)

T – Timina (nucleobase)

Taq – *Thermus aquaticus*

TEF-1 – Transcription enhancer factor-1

TE – Tampão contendo Tris-base e EDTA

tRNA – RNA transportador

UCs – Unidades de Conservação

U – Unidade enzimática

var. – (Lat.) *varietas*, variedade

viz. – (Lat.) *videlicet*, a saber

v.v. – (Lat.) *vide vivi*, visto vivo

APRESENTAÇÃO

Essa tese intitulada **Sistemática de políporos trametoides (Polyporales, Basidiomycota) em áreas de Mata Atlântica com ênfase no estado de São Paulo** foi estruturada em três capítulos, precedidos por Introdução, Objetivos, Material e Métodos, Resultados e Discussão Geral.

A introdução é ampla e intencionalmente extensa pois é a possibilidade que vislumbro de contextualização. Explico: a intenção é que eu consiga munir de repertório o leitor, seja ele micólogo ou não, para que esse trabalho possa ser acessível, didático e interessante para todas e todos os entusiastas dos estudos dos fungos. Assim, é nesse espaço que foi possível trazer à baila discussões sobre o reino o Fungi, a família Polyporaceae, a Mata Atlântica e seus ecossistemas e estruturar aspectos sobre taxonomia e sistemática, linha mestra deste trabalho, inclusive sob um recorte histórico.

Fungos são importantes? O que são políporos trametoides? Qual o papel da taxonomia? Qual a importância do taxonomista? São algumas das perguntas que tive a pretensão de tentar responder (de maneira objetiva e subjetiva) ao longo dessa sessão.

Na sequência, a estruturação dos capítulos se organiza na subsequente ordem:

O **CAPÍTULO 1** apresenta a publicação do nome *Trametes neovillosa* Fernandes & Gugliotta, nom. nov. (MycoBank No.: MB 842811) em substituição a *Trametes pavonia* (Hook.) Ryvarden. nom. illeg. {non *Trametes pavonia* (Berk.) Fr.}. O artigo foi publicado em Phytotaxa 591 (1): 080–082.

O **CAPÍTULO 2**, apresenta a publicação intitulada *Fungos trametoides (Polyporaceae, Basidiomycota) do Parque Estadual das Fontes do Ipiranga, São Paulo, Estado de São Paulo, Brasil* que teve como objetivo trazer à luz da ciência a diversidade de políporos trametoides encontrados no Parque Estadual das Fontes do Ipiranga, importante remanescente de Mata Atlântica na cidade de São Paulo. O artigo foi publicado na Hoehnea 51: e202023, 2024.

O **CAPÍTULO 3**, teve como objetivo discutir a posição filogenética dos táxons pertencentes aos políporos trametoides encontrados na Mata Atlântica do sul e sudeste do Brasil, assim como apresentar um tratamento taxonômico minucioso desses organismos com o intuito de conhecer a diversidade desses fungos neste ecossistema.

Ao final do texto, há uma seção intitulada ANEXOS, local em que alguns materiais suplementares são alocados, tais como fotos das espécies coletadas e identificadas, sequências do GenBank utilizadas nas análises filogenéticas, o guia de campo e, especialmente, há um *Glossário* (ANEXO D), onde foram elencados e definidos alguns termos técnicos e conceitos que não foram explicados ao longo do texto para garantir a fluidez na leitura. Havendo necessidade, fica a recomendação que o leitor revise essas terminologias quando julgar necessário.

Boa Leitura!

A watercolor illustration of a stack of dumplings. The dumplings are arranged in a central stack, with several more scattered around the base. Each dumpling has a crescent shape with a visible filling of horizontal rainbow stripes (red, orange, yellow, green, blue, purple). The dumplings are drawn with soft, blended colors and have thin black outlines. The background is white with faint, light blue vertical lines suggesting steam or a textured surface.

INTRODUÇÃO

1. INTRODUÇÃO

1.1 O REINO FUNGI – A saga de uma dinastia

Na Biologia, quando se trata da discussão sobre a sistemática filogenética de um grupo, é sabido de antemão que o terreno é árido! Na tentativa de tornar menos hostil as primeiras partes da leitura, me esforcei para aproximar a história dos Fungos às sagas medievais, dessas com majestades e famílias reais grandes e cheias de segredos, pois tão emocionante como os contos de reis e rainhas, é a história dessa realeza que não tem um caminho linear: a epopeia dos Fungos é meandrosa e a coroação desses organismos ao *status* de Reino é uma narrativa cheia de aventuras.

Apesar de terem uma origem antiquíssima – evidências indicam que estes seres vivos apareceram no planeta há aproximadamente 1 bilhão de anos (Lücking *et al.* 2009, Prieto & Wedin 2013) e há registros fósseis de organismos bastantes similares às espécies modernas de fungos do período Ordoviciano (da era paleozóica), que datam de 460 milhões de anos (Redecker *et al.* 2000, Taylor *et al.* 1999, 2005) - a diagnose do Reino foi dada apenas em 1980, por um pesquisador norte-americano com realeza no nome (ironicamente ou não), chamado Royall Tyller Moore.

Significa dizer que os fungos não existiam antes disso? Não. As primeiras descrições desses seres vivos (de maneira formal e de acordo com o sistema Linneano de classificação biológica) datam do século dezoito. Mas, só em 1949 que Jahn & Jahn (1949) introduzem o conceito de Fungi como um dos reinos da vida e, vinte anos depois, Whittaker (1969) propõe um sistema de cinco reinos sendo um deles exclusivo para os fungos. Acontece que, tanto Jahn & Jahn como Whittaker não incluíram uma diagnose em Latim e o nome e a circunscrição de Reino foram invalidados pelo código de nomenclatura.

O Reino Fungi é um reino megadiverso: desde seu ancestral até as formas mais derivadas, possui a maior linhagem dentre os eucariotos (Blackwell 2011); existem registradas, aproximadamente, 144.000 espécies e segue crescendo, já que

a estimativa de taxa atual de descrição de novos táxons é cerca de 2.000 espécies por ano (Schmit & Mueller 2007).

No entanto, em torno de 93% a 95% das espécies potencialmente existentes são desconhecidas para a ciência; em outras palavras, só se tem conhecimento de 5% a 7% de toda a diversidade de fungos do planeta. De acordo com Hawksworth & Lücking (2017) a estimativa é que o número total de espécies seja cerca de 2,2 a 3,8 milhões (inclusive, número seis vezes maior do que a estimativa de espécies de plantas para o hemisfério norte) e Mueller & Schmit (2007) afirmam que 1.000 anos seriam necessários para conhecer a real diversidade da funga do planeta. Essas estimativas de diversidade também são reveladoras quanto ao descompasso que existe nos registros formais: em trabalho de 2005, Lewinsohn & Prado, revelaram que 14.000 espécies de fungos eram conhecidas até então no Brasil, enquanto as estimativas apontam para mais de 200.000 espécies; no trabalho de Kirk *et al.* (2008) em um recorte temporal de uma década, entre os anos de 1981 e 1990, apenas 16.013 novas espécies foram registradas no Index of Fungi, (não surpreendente, de 60 a 85% desses registros eram oriundos dos trópicos). Trazer essa discussão à baila, é reiterar a importância e a necessidade de estudos taxonômicos para que de fato, se conheça a diversidade de fungos, incluindo os políporos, das regiões tropicais - para sua conservação e possíveis aplicabilidades, os inventários micológicos são os instrumentais mais importantes e os primeiros passos a serem dados (Courtecuisse 2001, Mueller *et al.* 2004) já que é preciso conhecer para preservar.

Diversidade aqui, se encaixa perfeitamente não só no que diz respeito à quantidade de seres, mas também às diferentes formas de vida e ecologia desses organismos, afinal desenvolvem um papel fundamental na ciclagem de nutrientes, na reciclagem da matéria orgânica e no ciclo carbono; ainda, podem ser simbiotes – fazendo associações com grupos que vão desde artrópodes a seres humanos, de plantas a outros fungos (Mueller *et al.* 2004, Webster & Weber 2007, Moore *et al.* 2011) - patógenos, parasitas e sapróbios (McLaughlin & Spatafora 2014); ou seja, são organismos fundamentais para a manutenção da Biosfera. Além disso, os fungos tem importância econômica, seja como alimento (o que inclui os processos de fermentação de pães, queijos e bebidas alcoólicas), medicinal (produção de

antibióticos, como a Penicilina), industrial ou agrícola (biorremediação, fungicidas e biopesticidas) (Esposito & Azevedo 2010, Moore *et al.* 2011).

Como definir um organismo pertencente ao Reino Fungi? De maneira objetiva, é possível dizer que são seres eucariontes, de parede celular quitinosa e com ergosterol presente na estrutura da membrana celular. Fora isso, existe um universo de possibilidades: podem ser unicelulares como as leveduras, ou multicelulares filamentosos, como os cogumelos; também podem ser criaturas visíveis apenas com auxílio de microscópio ou apresentar estruturas reprodutivas macroscópicas, vistas a olho nu; alguns são fermentadores, outros são heterótrofos por absorção (Cannon & Kirk 2007, Huhndorf *et al.* 2004, Wagner & Fischer 2002).

Como toda família real, as relações de ancestralidade e parentesco são complexas. Graças ao advento e avanços da biologia molecular como o sequenciamento de marcadores gênicos de rRNA e de marcadores que codificam proteínas pelo método de Sanger (Sanger & Coulson 1975), houve significativa revolução no entendimento sobre as relações filogenéticas entre os organismos do Reino Fungi causando mudanças significativas no sistema de classificação do grupo que, originalmente, foi criado exclusivamente a partir de características morfológicas (Fries 1821, Patouillard 1900).

Como exemplo dessas mudanças de paradigma, está o grupo AFTOL (Assembling the Fungal Tree of Life) (Lutzoni *et al.* 2004), que reúne micólogos de vários países que realizam trabalhos filogenéticos, com auxílio de análises moleculares, morfológicas e de biologia reprodutiva, que têm alterado substancialmente a classificação de todo o Reino Fungi. Nas filogenias mais recentes (Hibbett *et al.* 2007, Binder *et al.* 2013, Hibbett *et al.* 2014), foi aceito um reino (Fungi), um sub-reino (Dikarya), sete filos, 10 subfilos, 35 classes, 12 subclasses e 129 ordens. Recentemente, Wijayawardene *et al.* (2020) forneceram um esboço da classificação do reino Fungi, propondo 19 filos de fungos, dentre os quais Basidiomycota. Nessa proposta a Classe Agaricomycetes é mantida, com 23 ordens, sendo que Polyporales e Hymenochaetales continuam sendo as duas ordens que mais incluem políporos.

Apesar destes avanços no conhecimento das relações evolutivas dos fungos, ainda existem muitos desafios, a saber, a estimativa de datas geológicas da origem do Reino, o surgimento dos filos e a diversificação de linhagens existentes, aspectos que ainda permanecem pouco compreendidos (Berbee & Taylor 2010, Spatafora *et al.* 2016).

Nesse contexto, vale aproveitar o momento para tecer um breve comentário sobre o subreino Dikarya: ele é considerado um grupo estável e um dos poucos sustentados por sinapomorfias morfológicas como: a dicariofase, que resulta da fusão citoplasmática de duas hifas haploides e monocarióticas, e a septação regular das hifas, uma vez que membros do possível táxon irmão desse subreino, o Mucoromycota (Spatafora *et al.* 2016, 2017), apresentam hifas predominantemente cenocíticas. A monofilia de Dikarya é fortemente suportada por análises combinadas e independentes de genes ribossomais, genes codificadores de proteínas e genomas completos (James *et al.* 2006, Chang *et al.* 2015).

1.2 NA LINHAGEM DA FAMÍLIA REAL

Dentro da complexidade do Reino Fungi, é preciso fazer um recorte na árvore genealógica: na linhagem da família real, a casa reinante (aqui, no recorte desse trabalho) é Basidiomycota - os organismos foco deste estudo são atualmente classificados dentro de Basidiomycota e assim será dado um destaque especial a esse Filo. Também nesse espaço será tratado com um pouco mais de cuidado Agaricomycotina, Agaricomycetes e Poliporales – assim, no esquema geral das coisas, faremos um movimento descendente nesse amarrado teórico da filogenia do grupo: partimos do Reino, passamos por Filo, Subfilo, Classe e Ordem e na sessão seguinte, chegamos em Família. Caso o leitor queira se situar visualmente, a figura a seguir é recomendada (Figura 1).

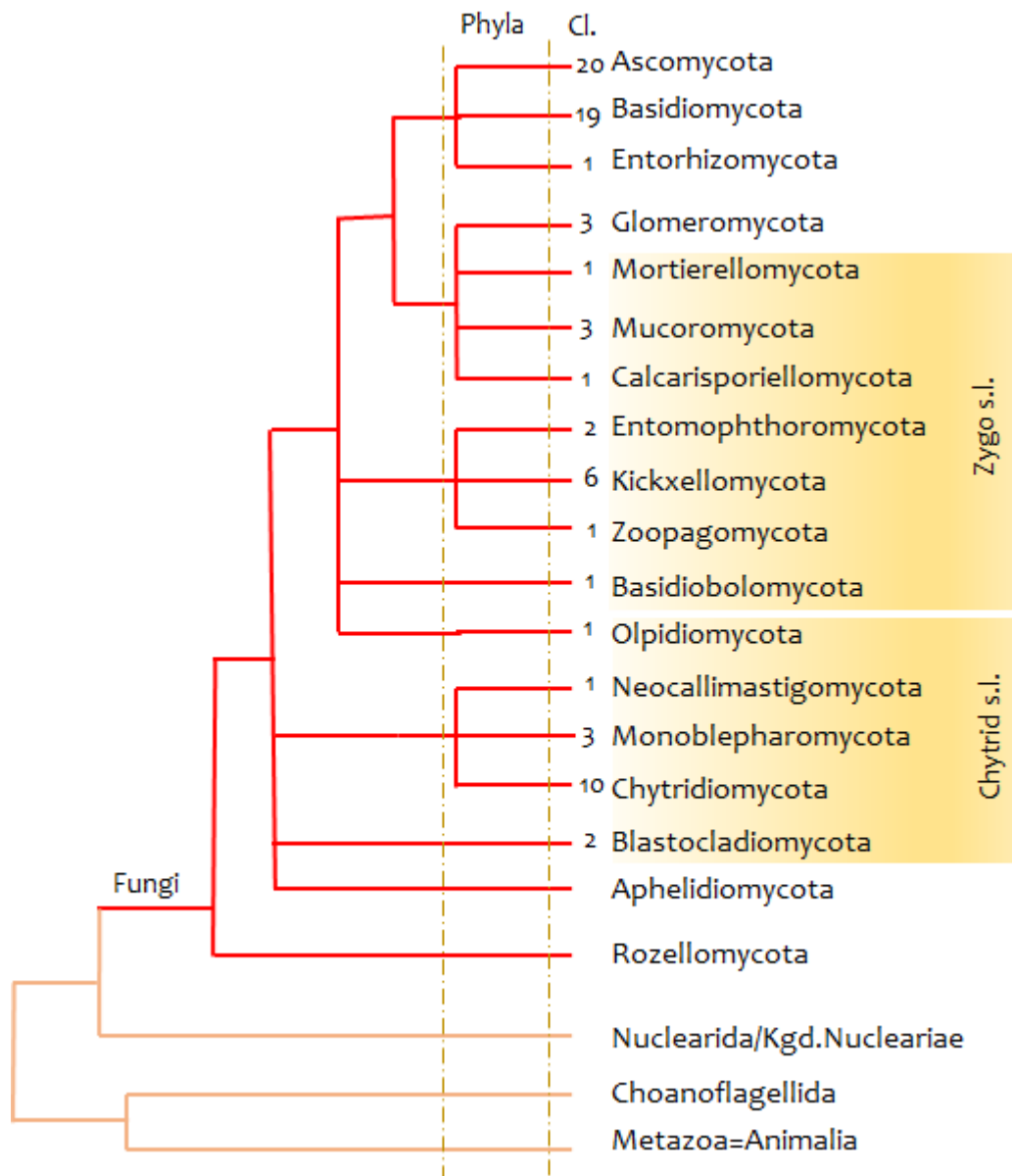


Figura 1: Árvore filogenética que revela as relações de ancestralidade e parentesco entre os Filos do reino Fungi (Tedersoo, 2018).

Basidiomycota, e seu grupo irmão Ascomycota, são filos que divergiram durante a era Paleozoica, aproximadamente entre 500 a 555 Ma (Redecker *et al.* 2000, Berbee & Taylor 2010, Floudas *et al.* 2012, Oberwinkler 2012, Hibbett 2014) e representam os filos mais derivados e mais diversos e que abarcam os chamados macrofungos, organismos cujas estruturas reprodutivas são macroscópicas, capazes de serem vistas a olho nu.

A classificação do reino Fungi tem sido continuamente atualizada, com a inclusão frequente de dados de sequências de DNA. Tedersoo *et al.* (2018) propuseram uma classificação para o reino Fungi baseada em filogenias e no tempo de divergência de táxons específicos e, com isso, foram aceitos 18 Filos. Entretanto, em trabalho mais recente, Wijayawardene *et al.* (2020) esboça uma classificação do Reino Fungi (incluindo fungos fósseis) com 19 Filos: Aphelidiomycota, Ascomycota, Basidiobolomycota, Basidiomycota, Blastocladiomycota, Calcarisporiellomycota, Caulochytriomycota, Chytridiomycota, Entomophthoromycota, Entorrhizomycota, Glomeromycota, Kickxellomycota, Monoblepharomycota, Mortierellomycota, Mucoromycota, Neocallimastigomycota, Olpidiomycota, Rozellomycota e Zoopagomycota.

O Filo Basidiomycota R.T. Moore constitui um dos principais Filos do Reino Fungi e é o segundo maior em número de espécies descritas, depois dos Ascomycota (Wijayawardene *et al.* 2017a, 2018a). Desde a última edição do *Dicionário de Fungos de Ainsworth & Bisby* (Kirk *et al.* 2008), numerosos estudos baseados em sequências de DNA permitiram a introdução de uma vasta gama de novos táxons, o que enriqueceu enormemente a diversidade conhecida dos Basidiomycota.

Basidiomycota inclui os fungos macroscópicos (outrora já comentado), como os famosos cogumelos, as orelhas-de-pau, os corais e estrelas da terra, os *puffballs*, além de fungos microscópicos de interesse agrônomo popularmente chamados de carvões e ferrugens. Apesar dos números citados revelarem uma grande diversidade, estudos moleculares indicam que ainda há muitos táxons a serem descritos (*e.g.*, Zhao *et al.* 2011, Wu *et al.* 2014, Hibbett 2016, Hyde *et al.* 2016, Li *et al.* 2016).

Hoje, os Basidiomycota são bem caracterizados por sinapomorfias como a formação de hifas dicarióticas e a produção de basidiósporos sobre basídios (Hibbett *et al.* 2018). Mas, não diferente de tudo que foi narrado até aqui, a sistemática do grupo também teve seus labirintos.

As primeiras classificações de Basidiomycota ressaltaram a morfologia do basídio e a germinação dos basidiósporos como características importantes para reconhecer categorias taxonômicas mais inclusivas. Assim, eram classificados como

Heterobasidiomycetes aqueles fungos cujos basidiósporos germinavam diretamente via tubo germinativo ou indiretamente pela produção de esporos secundários ou por germinação repetitiva e, na sua maioria, os basídios eram septados (Figura 2a). Já os fungos *Homobasidiomycetes* eram aqueles cujos basidiósporos germinavam diretamente através da formação do tubo germinativo e apresentavam basídios inteiros ou não septados (Patouillard 1900, Donk 1964, Zmitrovich & Wasser, 2010) (Figura 2b).



Figura 2: Tipos de basídios, microestrutura típica dos Basidiomycota.

a) Heterobasidio; b) Homobasidio. (adaptado de Zmitrovich e Wasser 2011)

Essa divisão permaneceu viva até meados da década de 90. Com o passar do tempo, esse sistema de classificação se revelou artificial e inúmeras reorganizações do grupo foram propostas, incluindo agora filogenias que utilizavam diferentes marcadores moleculares (Swann & Taylor 1993, Hibbett & Thorn 2001, Lutzoni *et al.* 2004, Matheny *et al.* 2006). A partir de então, com estudos integrativos que consideram análises *multiloci*, dados genômicos (Nagy *et al.* 2016, Zhao *et al.* 2017) e dados morfológicos, as classificações filogenéticas atuais revelam que Basidiomycota é um filo monofilético fortemente suportado (James *et al.* 2006, Hibbett *et al.* 2007).

Basidiomycota inclui subfilos tais como: i) Agaricomycotina (com aproximadamente 20.000 spp., que inclui fungos gelatinosos e fungos formadores de basidiomas carnosos), ii) Puccinomyctina (com aproximadamente 7.000 spp., composto principalmente as ferrugens) e iii) Ustilaginomycotina (com aproximadamente 1.500 spp., que inclui os carvões) (Bauer *et al.* 2006, Hibbett *et al.* 2007, Aime *et al.* 2007, Begerow *et al.* 2014, Hibbett *et al.* 2014); as relações de ancestralidade e parentesco entre os esses subfilos são complexas, controversas e

pouco resolvidas (Weiss *et al.* 2014, Begerow *et al.* 2014) mas, até o presente momento, os estudos moleculares sugerem que Agaricomycotina e Ustilaginomycotina formam um grupo monofilético, que por sua vez é grupo irmão de Pucciniomycotina (Wang *et al.* 2015a, b, Spatafora *et al.* 2017, Zhao *et al.* 2017).

Mas, nessa epopeia fúngica não poderia faltar um quê de mistério – no desenrolar dos parentescos dos subfilos também aparece listado na literatura um enigmático quarto grupo incluído em Basidiomycota: Wallemiomycotina. Esse grupo abarca seres possivelmente mitospóricos, com septo doliporo, que coloniza ambientes com elevado estresse osmótico, mas que segue com posição filogenética irresoluta (Matheny *et al.* 2007a, Padamse *et al.* 2012, Tedersoo *et al.* 2018).

Os principais grupos de basidiomicetos macroscópicos (aqueles com maior número de táxons) encontram-se dentro do subfilo Agaricomycotina Doweld., incluindo os fungos de interesse desse estudo. Agaricomycotina é um clado diverso, que abarca cerca de 70% da diversidade conhecida de Basidiomycota (Hibbett 2006, Zhao *et al.* 2017), que provavelmente divergiu há cerca de 380 Ma. (Taylor & Berbee 2006) e que é reconhecidamente um grupo monofilético baseado em análises de ultraestrutura somadas as análises moleculares das regiões ribossomais LSU e SSU e as interações ecológicas entre aqueles que são parasitas e hospedeiros (Bauer *et al.* 2006).

Em Agaricomycotina existem três classes: Agaricomycetes, Dacrymycetes e Tremellomycetes (Zhao *et al.* 2017; Wijayawardene *et al.* 2020). Enquanto Tremellomycetes e Dacrymycetes incluem a maioria dos fungos conhecidos como gelatinosos (de basidioma com textura/consistência gelatinosa) e basídios septados (= Heterobasidiomycetes *p. p.*), Agaricomycetes (= Homobasidiomycetes *p. p.*) abrange fungos com notórios basidiomas, com modo de vida saprofíticos ou ectomicorrízicos, por exemplo, e representa a classe com um quinto de todos os fungos conhecidos, cerca de 21 000 espécies descritas (Hibbett *et al.* 2014).

Agaricomycetes reúne 21 ordens: seis delas estão abarcadas na subclasse Agaricomycetidae – Agaricales, Atheliales, Amylocorticiales, Boletales, Jaapiiales, Lepidostromatales; quatro estão reunidas na subclasse Phallomycetidae - Geastrales, Gomphales, Hysterangiales, Phallales; porém, as onze restantes são

tratadas como *incertae sedis* – Auriculariales, Cantharellales, Corticiales, Gloeophyllales, Hymenochaetales, Polyporales, Russulales, Sebaciniales, Stereopsidales, Thelephorales e Trechisporales (Hibbett *et al.* 2007, Zhao *et al.* 2017).

As espécies que se alocam nessas ordens possuem enorme diversidade morfológica e sem precedente em nenhum outro grupo de fungos. Como argumento desse fato, Hibbett & Binder em trabalho realizado em 2002, buscando entender qual ou quais possíveis padrões para a distribuição de formas dos basidiomas e dos himenóforos ao longo de Agaricomycetes constataram que todos os morfotipos de basidiomas (em termos mais técnicos, o hábito dos basidiomas) tais como aqueles pileados, estipitados, coraloídes, ressupinados e gasteroídes assim como o tipo de himenóforo, a saber, poroide, liso, hidnoide, lamelado, merulioide evoluíram de maneira sistemática dentro de Agaricomycetes – por exemplo, as formas com himenóforo liso, merulioide e hidnoide ocorrem em praticamente todas as ordens dessa classe (com exceção de Geastrales, Hysterangiales e Phallales) (Binder *et al.* 2005); realidade similar à dos fungos com poros, que se distribuem de maneira polifilética em diversas ordens de Agaricomycetes, mas essa discussão será aprofundada mais adiante.

Agaricomycetes passou por significativas revisões de suas relações de ancestralidade e parentesco, ao longo do tempo, devido à inclusão da filogenia molecular e análises *multiloci* no estudo dos fungos (Binder *et al.* 2013, Floudas *et al.* 2012, Justo *et al.* 2017), realidade lugar-comum para diferentes grupos aqui discutidos, como visto e revisto ao longo dessa sessão. Exemplo disso, é a filogenia preliminar dos Homobasidiomycetes [= Agaricomycetes *sensu* Hibbett *et al.* (2007)] que determinou oito grandes clados (a priori, informais) - Boletus (Boletales), Cantharelloide (Cantharellales), Euagaricos (Agaricales), Gomphoid-phalloide, Hymenochaetoide (Hymenochaetales), Polyporoide (Polyporales), Russuloide (Russulales) e Thelephoroide (Thelephorales) (Hibbett & Thorn, 2001) que foram posteriormente suportados como monofiléticos (Hibbett & Binder 2002, Binder *et al.* 2005, Hibbett *et al.* 2007, Binder *et al.* 2013), que com o esforço dos taxonomistas estão sendo organizados em grupos e subgrupos que refletem verdadeiramente as relações entre os táxons dentro das ordens de Agaricomycetes.

Polyporales, que abarca os trametoides, é a maior dentre as ordens que incluem espécies de políporos (fungos com forma tubular do himenóforo – termo à posteriori devidamente tratado), com 13 famílias e, aproximadamente, 216 gêneros e 1801 espécies (Kirk *et al.* 2008). Isso porque, além dela, em Trechisporales K.H. Larss., Corticiales K.H. Larss., Gloeophyllales Thorn, Russulales Kreisel ex P.M. Kirk, P.F. Cannon & J.C. David e Agaricales Underw. estão classificados como muitos representantes dos políporos verdadeiros.

Nessa ordem, são reconhecidos quatro clados principais que incluem espécies de políporos: Clado núcleo Poliporoide, Clado Antrodia, Clado Phlebioide e Clado Poliporoide residual (Binder *et al.* 2013) - e muitos subgrupos aparecem dentro desses clados, ainda sem filogenia bem resolvida, afinal, nesse grande emaranhado de relações pouco elucidadas é possível observar que a forma tubular do himenóforo é uma característica que evoluiu diversas vezes nos Basidiomycota, considerada convergência morfológica entre os diferentes grupos para o aumento da superfície formadora de esporos (Hibbett & Binder 2002).

1.3 TRADUZINDO A LÍNGUA DO P: POLÍPORO, POLIPOROIDE, POLYPORACEA, DO QUE SE TRATA?

“A taxonomia e a interpretação das entidades que habitam o planeta (J.S.F.)”

De maneira técnica, o termo *políporo* é utilizado para abranger os fungos do filo Basidiomycota que antigamente pertenciam a ordem Aphyllophorales Rea, e apresentam *himenóforo tubular com superfície poroide* (Ryvarden & Johansen 1980) (exceto os cogumelos pertencentes à Boletales E.J. Gilbert).

Himenóforo, segundo a definição do verbete encontrado no dicionário micológico de Fidalgo (1967), se refere a parte macroscópica do fungo sobre a qual se desenvolve o himênio – camada microscópica constituída de elementos férteis e estéreis. Quando há referência a um *himenóforo tubular*, como na definição acima do termo políporo, significa que essa estrutura quando vista lateralmente se arranja em forma de tubos (Figura 3a) e que quando vista frontalmente se apresenta em

forma de poros (Figura 3b), ou seja, a superfície é *poroide* ou *poliporoide* (do grego *polys* – muito). Essa estrutura nada mais é do que uma estratégia para aumentar a superfície do himênio, uma adaptação que amplia a camada celular formadora de esporos (Figura 3).

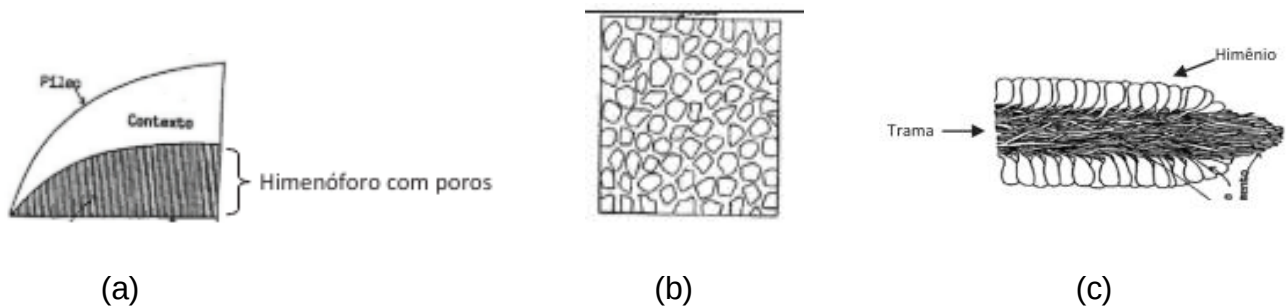


Figura 3: Esquemas com a macro e a microestrutura do himênio. a) Secção transversal de um basidioma poróide; b) Superfície himenial tipicamente poróide; c) aspecto micromorfológico da trama himenial.

(Adaptado de Eliasaro & Ludwig 2011)

Agora, popularmente, os políporos são conhecidos como orelhas-de-pau. Esses fungos, mais os representantes da ordem Agaricales Underw. (os cogumelos), formam a maior parcela dos fungos macroscópicos conhecidos (Rossman 1994). Aqui, é preciso ressaltar que os fungos com poros apresentam uma ampla diversidade de formas (não só as típicas orelhas de pau), que variam desde manchas no substrato, chamados de ressupinados, até formas pileadas (com um “chapéu”), estipitadas ou sésseis.

Boa parte dos políporos são degradadores de madeira: podem decompor madeira morta ou atacar árvores ainda vivas – atuando como parasitas – e possuem a capacidade de utilizar os componentes das paredes da célula vegetal como recurso principal de energia para crescimento e reprodução.

Podemos dizer que Polyporaceae Corda 1839 (Polyporales, Basidiomycota), é a família que congrega os fungos chamados políporos. Mas, se tratando de fungos, o desenrolar da narrativa nunca é linear.

Mesmo que Polyporaceae reúna, em maior parte, espécies com himenóforo tubular e superfície himenial poroide, também são incluídas nesta família espécies com himenóforos lamelados (como membros dos gêneros *Lentinus* Fr. e *Trametes* Fr.) e formas corticioides (como *Dentocorticium* M.J. Larsen & Gilb. e *Grammothele* Berk. & M.A. Curtis) (Binder *et al.* 2013, Hibbett *et al.* 2014, Justo *et al.* 2017). Quanto ao hábito do basidioma, podem ser encontrados nesta família desde organismos ressupinados a pileados, sésseis a estipitados (Donk 1964, Kirk 2008, Hibbett *et al.* 2007, 2014) com, microscopicamente, sistema hifal di ou trimítico na maioria (hifas generativas fibuladas, majoritariamente), monomítico em poucos táxons; os basídios produzem quatro basidiósporos de parede fina a espessa, lisa ou ornamentada, não amiloide, em alguns casos dextrinoides ou cianófilos (Binder *et al.* 2013, Justo *et al.* 2017, Zmitrovich 2018).

Polyporaceae é agrupamento artificial, entretanto estudos moleculares têm contribuído para a melhor circunscrição da família e da posição taxonômica dos organismos (Binder *et al.* 2013, Justo *et al.* 2017, Motato-Vásquez *et al.* 2018, Zmitrovich 2018, He *et al.* 2019).

1.3.1 HISTÓRICO E HISTÓRIA DA TAXONOMIA DOS POLÍPOROS

Para que se possa entender a evolução do pensamento científico em torno do grupo é preciso imaginar uma linha do tempo que começa em meados do século XIX.

No início da classificação binomial, os políporos não eram tratados como um grupo distinto (Overholts 1953). Uma das primeiras classificações para os fungos, o *Systema Mycologicum*, elaborada por Elias Magnus Fries em 1821, incluía os políporos na Tribo Polypori, formada por três gêneros: *Daedalea* Pers., *Merulius* Fr e *Polyporus* P. Micheli ex Adans, distintos dos Boletacea, os cogumelos com poros.

Embora em 1825 Christiaan Persoon tenha sido o primeiro pesquisador a considerar os fungos com himenóforo poróide como um grupo a parte (Overholts 1953), o nome Polyporaceae foi adotado apenas em 1838 também por Fries e foi utilizado para nomear a família dos políporos verdadeiros. Em 1900, Narcisse Theophile Patouillard, adotou o uso das características microscópicas na taxonomia

dos Hymenomycetes (fungos Basidiomycota que expunham o himenóforo desde o início do desenvolvimento), grupo que abarcava os políporos. Mais tarde, em 1922, o micólogo inglês Carleton Rea, inspirado pelos trabalhos de Patouillard, propôs a ordem Aphyllophorales, que incluía os fungos clavarióides (Clavariaceae Chevall.), hidnóides (Hydnaceae Chevall.), teleforóides (Thelephoraceae Chevall.), e poróides (Polyporaceae). Dez anos depois, Edred John Corner, em 1932, introduziu o estudo do sistema hifal na taxonomia dos políporos, que contribui com grandes modificações na circunscrição das espécies e, sobretudo, dos gêneros desses fungos. Mesmo com o avanço das técnicas analíticas ao longo do século XX, como o aumento da resolução dos microscópios, como a bioquímica, a citologia e estudos genéticos que causaram reordenação e proposição de vários sistemas de classificação no nível das famílias, gêneros e espécies de políporos, Aphyllophorales foi um agrupamento que se manteve ao longo desse desenvolvimento.

Alexopoulos e Mims (1979), na segunda metade do século XX, apresentaram um sistema de classificação que foi amplamente utilizado; ali, os fungos com poros continuaram mantidos na ordem Aphyllophorales só que distribuídos dentro de cinco famílias: Bondarzewiaceae Kotlaba & Pouzar, Fistulinaceae Lotsy, Ganodermataceae Donk, Hymenochaetaceae Imazeki & Toki e Polyporaceae Corda.

Com o advento das ferramentas moleculares e sua popularização nos estudos dos fungos, a partir da década de 90, grandes mudanças ocorreram na classificação dos políporos, o que implicou a revisão de conceitos morfológicos tradicionalmente utilizados na circunscrição de espécies e gêneros. Em 1991, no trabalho *Genera of Polypores*, Ryvarden caracteriza e define todos os gêneros de políporos propostos desde o sistema de Fries, com o intuito verificar as principais características dos táxons, identificar grupos correlacionados morfológicamente, apresentar chaves de identificação e, também, verificar a validade desses gêneros. Apesar de novas descrições de famílias e consequente o avanço na classificação dos grupos, a principal chave para separação dos grupos, de acordo com esse autor, seguiu segregando morfológicamente Ganodermataceae, em função dos esporos de parede dupla e ornamentada, Hymenochaetaceae, em função da septação simples, presença de setas e reação xantocróica (enegrecendo em solução de KOH), e Polyporaceae *sensu lato*.

Em virtude da presença de polifiletismo para muitas características utilizadas na taxonomia desses fungos, os sistemas de classificação não devem ser baseados em apenas uma característica (Pegler 1996) - a taxonomia moderna dos políporos envolve estudos filogenéticos e cladísticos, que consideram de maneira integrativa a ontogenia, a morfologia, a ecologia, o cultivo e as características biológicas dos grupos (Pegler 1973, Ryvarden 1991, Hibbett & Binder 2002).

1.3.2 TRAMETOIDE

O sufixo *oide* (oriundo do grego *eîdos*) na língua portuguesa é designativo de forma ou semelhança. Por exemplo, humanoide é o que tem aparência de humano; asteroide, de astro. Com os trametoides não é diferente: o termo faz referência aos políporos do gênero *Trametes* Fr. e outros gêneros correlatos que morfologicamente se assemelham, a saber, tem basidioma anual ou persistente, séssil a efuso-reflexo, de consistência coriácea a suberosa e himenóforo tubular que, microscopicamente, possui sistema hifal trimítico, com hifas generativas septadas com ansas e basidósporos cilíndricos de paredes finas, inamiloides e indextrinoides (Zmitrovich 2018).

Tal qual a realidade bem comum na taxonomia e sistemática de macrofungos, os trametoides são um grupo diverso, complexo, com problemas de interpretação e de delimitação das relações de ancestralidade e parentesco, questões que despertam o interesse dos pesquisadores que, utilizando diferentes abordagens, buscam resolvê-las.

Trametes foi um gênero descrito em 1835 por Fries e, desde então, diferentes arranjos na taxonomia do grupo foram propostos, assim como sucessivas alterações nas características diagnósticas do táxon. A intenção do autor, na descrição do gênero, era abarcar espécies de políporos que compartilhavam características tais como o basidioma de consistência coriácea e contexto sem separação da trama himenial (Fries 1835). Assim, gêneros como *Daedalea* Pers. e *Lenzites* Fr. foram propostos para incluir táxons com himenóforo dedalóide e lamelar e, respectivamente. Mais tarde, Patouillard (1900) elevou *Trametes* ao nível

taxonômico de série, que incluía *Coriolus* Quél., *Daedalea*, *Funalia* Pat., *Hexagonia* Fr. e *Lenzites* Fr..

Na segunda metade do século XX, Kotlaba & Pouzar (1957), utilizam pela primeira vez, o sistema hifal como característica para circunscrever o grupo – assim, foi atribuído a *Trametes* e gêneros correlatos o sistema hifal trimítico.

No final desse mesmo século, a definição do conceito de *políporos trametoides* é consolidada - a partir dos trabalhos de Corner (1989) e Ryvarden (1991), são aceitas as características diagnósticas para o grupo, que então incluiria espécies de ampla distribuição geográfica que, macroscopicamente teriam basidioma pileado, efuso-reflexo ou sésil e que, microscopicamente, possuiriam hifas generativas fibuladas, sistema hifal trimítico (mas que raramente, poderia ser dimítico), com hifas esqueletais e/ou ligadoras e que os esporos deveriam ser cilíndricos, variáveis de elipsóides a alantóides, de paredes finas e sem reação amiloide ou dextrinoide na presença do reagente de Melzer. Entretanto, Corner não considerou o tipo de podridão causada pelo fungo como uma característica relevante para a delimitação dos trametoides e, portanto, o autor acabou por agrupar junto nesse grupo tanto gêneros de podridão branca (por exemplo, o próprio *Trametes*), como gêneros de podridão castanha, por exemplo, *Daedalea* e *Fomitopsis* P. Karst. E assim sendo, de acordo com o *sensu* Corner, todas as espécies consideradas trametoides, independente da podridão, (com exceção de *Lenzites* e *Trichaptum* Murrill) foram transferidas para *Trametes*.

Já Ryvarden, ao contrário, considerou o tipo de podridão como característica relevante para a segregação dos gêneros e delimitação do grupo. Dessa forma, ficou reunido dentro dos políporos trametoides apenas gêneros que, além das características outrora citadas, eram causadoras de podridão branca, assim trametóides *sensu* Ryvarden, é um agrupamento mais restritivo do que a definição *sensu* Corner e mantém os gêneros separados.

No resumo dessa narrativa, em uma circunscrição amplamente aceita: Ryvarden (1991) incluiu no grupo dos políporos trametoides 16 gêneros, abrangendo as espécies com himenóforo poroide, sistema hifal di a trimítico, hifa generativa fibulada, hifas conectivas tortuosas quando presentes, basidiósporos hialinos, de

parede delgada e lisa, não amiloides, na maioria cilíndricos e sem cystídios verdadeiros. Todas as espécies são causadoras de podridão branca. Corner (1989), com base na morfologia do basidioma, ampliou consideravelmente o número de espécies no gênero *Trametes*, incluindo neste todas as espécies poliporoides lignícolas, com sistema hifal trimítico, sem terminações cystidiformes nas hifas himeniais, basidiósporos de parede lisa e não dextrinoides e, com isso, propôs a inclusão de 13 gêneros em sua sinonímia. Essa também foi a posição de Justo & Hibbett (2011), que realizaram um estudo filogenético do grupo utilizando análises moleculares com diversos marcadores (nLSU, ITS, RPB1, RPB2, TEF1- α), e propuseram a adoção de um único nome (*Trametes*) para todas as espécies com morfologia similar (de acordo com o *sensu* Corner), posição seguida posteriormente por outros autores (Zmitrovich *et al.* 2012, Justo *et al.* 2017, Uettele *et al.* 2018).

Um desses autores, Zmitrovich (2018), propôs uma definição para o termo: *trametoide*, i.e. relacionado ao gênero *Trametes* Fr., define espécies com basidioma anual ou persistente, sésil a efuso-reflexo, de consistência coriácea a suberosa e himenóforo tubular que, microscopicamente, possui sistema hifal trimítico, com hifas generativas septadas fibuladas e basidiósporos cilíndricos de paredes finas, inamiloides e indextrinoides – definição essa que foi escolhida para caracterizar fungos trametoides neste trabalho.

Os políporos trametoides reúnem cerca de 80 espécies descritas que estão amplamente distribuídas pelo globo, mas com grande diversidade concentrada nos ecossistemas tropicais (Kirk *et al.* 2008). Essas espécies estão alocadas em diferentes gêneros, por exemplo, i) *Trametes*, gênero mais numeroso do grupo, caracterizado pelos poros bem definidos e regulares, hifas somáticas hialinas e contexto esbranquiçado (Ryvarden, 1991); ii) *Coriolopsis* Murrill, que possui todas as características macro e micromorfológicas semelhantes a *Trametes*, mas com as hifas somáticas do contexto e da trama com coloração que varia de dourada a castanho escura, o que torna o basidioma mais escurecido do que *Trametes* (embora Ryvarden (1991) questione se essas características são de fato distintivas entre esses dois táxons e reitere que estudos mais detalhados precisariam ser feitos para elucidar essa questão); iii) *Daedaleopsis* J. Schröt. que possui himenóforo dedaloide (em forma de labirinto cuja etimologia faz referência à personagem Daedalus, da

mitologia grega, construtor do labirinto que aprisionou Minotauro em Creta) bastante irregular, muito semelhante a *Daedalea*, espécie causadora de podridão marrom; iv) *Datronia* Donk, gênero que possui espécies com hábitos variados e contexto geralmente escuro, de sistema hifal que pode ser tanto classificado como dimítico como trimítico; v) *Earliella* Murrill, gênero monotípico, cuja espécie *Earliella scabrosa* (Pers.) Gilb. & Ryvarden, possui contexto branco e hifas vegetativas hialinas, diferencia-se de *Trametes* somente pelo hábito predominantemente efuso-reflexo e pelo desenvolvimento de uma cutícula avermelhada na superfície do píleo. vi) *Hexagonia*, gênero majoritariamente tropical, caracterizado pelo basidioma sésil, poros grandes e hexagonais, esporos cilíndricos e grandes quando comparados com os dos esporos dos demais gêneros, hifas somáticas de coloração escura, que garante o aspecto acinzentado do contexto. Nesse gênero, a superfície do píleo possui muitas zonas e é foi uma importante característica taxonômica, de acordo com Fidalgo (1968a,b), autora que caracteriza o táxon como sempre estrigosa a velutinosa, entretanto, como o envelhecimento do basidioma, o píleo se torna glabro e coloca essa característica em dúvida; vii) *Lenzites*, que se caracteriza por apresentar himenóforo com poros irregulares no começo do desenvolvimento, que, à posteriori, tornam-se lamelas com a senescência do basidioma e por possui rum cata-himênio com terminações hifais pontiagudas; viii) *Pycnoporus* P. Karst., cujo basidioma que se distingue da maioria dos outros trametoides por conta de sua notória e brilhante coloração vermelho-alaranjada é um gênero cosmopolita (Ryvarden 1991) com táxons de interesse terapêutico e farmacológico (Borderes *et al.* 2011, Huang *et al.* 2023).

É importante ressaltar que os principais trabalhos utilizados para a identificação dos políporos trametoides, durante muito tempo, se tratavam de materiais baseados em espécies do Hemisfério Norte (Ryvarden & Johansen 1980; Gilbertson & Ryvarden 1986, 1987) o que impactou na descrição de táxons de outras regiões; para a região neotropical, o único trabalho mais amplamente difundido, com uma chave completa para a identificação de *Trametes*, foi o trabalho de Ryvarden (2000). Para o Brasil, os trabalhos mais robustos sobre o grupo aparecem a partir de 2010, com Gomes-Silva *et al.* (2010), cujo estudo apresentou uma chave de identificação e descrições de dez espécies que ocorrem na Amazônia.

Para encerrar essa sessão, é importante destacar que neste trabalho, se assume a definição de *políporos trametoides* proposta por Zmitrovich (2018).

1.4 MORFOLOGIA: O ESTUDO DA FORMA

Na taxonomia dos fungos (os políporos incluídos), o estudo e análise morfológica, seja macro ou microscópica, é de fundamental importância, considerados base das principais classificações micológicas (Korf 2005).

Para sistematizar essa importante etapa a morfologia é estudada pela óptica macro e micro.

1.4.1 Macromorfologia

O estudo macromorfológico dos políporos inclui: a observação da duração de vida, do hábito, da consistência e das dimensões dos basidiomas, além da observação das características do himenóforo e do píleo, se presentes.

A *duração de vida* de um basidioma pode ser classificada como sazonal ou perene; neste último caso, ocorre a formação de camadas de tubos que vão se desenvolvendo ao longo dos anos sobre as mais antigas, subsequentemente uma abaixo da outra.

A variação da forma dos basidiomas (detalhadas a seguir) está relacionada com estratégias de dispersão dos basidiósporos utilizadas por estes fungos. Em uma das estratégias o fungo produz um basidioma efêmero, tendo um menor gasto energético, o que permite a produção de uma grande quantidade de esporos. Em outra, o fungo produz um basidioma perene e resistente e toda vez que as condições do ambiente forem adequadas, os esporos são produzidos (Ryvarden 1991).

O *hábito* pode variar desde ressupinado (totalmente aderido ao substrato, formando manchas) a pileado (formação de uma superfície superior, conhecida como *píleo* ou chapéu) e, nesse espectro, ocorrem diversas formas intermediárias: o hábito efuso-reflexo apresenta uma parte aderida ao substrato e outra não, o séssil apresenta uma base que se insere diretamente no substrato, o estipitado, apresenta

um estípite verdadeiro (chamado de pé, muitas vezes) que emerge do píleo e conecta o basidioma ao substrato.

O hábito dialoga intrinsecamente com o formato do basidioma e sua inserção no substrato, características que são bastante variáveis. Os fungos ressupinados geralmente são caracterizados com relação à forma da mancha no substrato (se homogênea ou heterogênea, se regular ou irregular), já as formas dos fungos efuso-reflexos e sésseis variam de imbricado a unglado; no que diz respeito a inserção no substrato, esses basidiomas podem ser caracterizadas como amplamente aderidos, dimidiados ou espatulados; os estipitados, podem ter o estípite central, excêntrico, lateral ou ainda serem infundibuliformes.

Os basidiomas podem, ainda, apresentar nuances em características na superfície superior, tais como coloração, texturas, rugosidades, pilosidades (que vão desde glabra até densamente pilosa) e presença de linhas e/ou cutícula. Além destas características, quando vistos em secção longitudinal, essas estruturas reprodutivas macroscópicas podem ser divididas em duas regiões: o *contexto* (zona estéril, compreendida entre o himenóforo e a superfície superior), que varia quanto à estrutura, podendo ser homogêneo ou dividido em camadas, com presença de bandas ou linhas negras e, os *tubos* (himenóforo) que, como já falado anteriormente, podem estar arrançados em várias camadas nos políporos perenes;

O *himenóforo* pode apresentar variação, a saber, quanto à coloração, forma e tamanho dos poros e tubos. Inclusive, a forma dos poros é muito variável, mesmo dentro de uma família ou gênero – podem ser regulares (arredondados ou angulares), ou irregulares (alongados, sinuosos, dedaloides, lacerados, hidnoides e irpocoides) e, a depender do grupo, o himenóforo pode ser até lamelados. As características do contexto, tais como coloração, consistência e estrutura (se homogêneo ou com presença de diferentes camadas, de bandas ou linhas negras), também são importantes para a separação dos grupos. Nas espécies ressupinadas o contexto é geralmente chamado de subículo (Ryvarden & Johansen 1980). A variação da forma dos basidiomas está relacionada com duas estratégias de dispersão dos basidiósporos utilizadas por estes fungos: em uma delas, um basidioma efêmero é produzido, tendo um menor gasto energético, o que permite a produção de uma grande quantidade de esporos; na outra, é produzido um basidioma perene e

resistente e toda vez que as condições do ambiente forem adequadas, esporos são produzidos (Ryvarden 1991).

1.4.2 Micromorfologia

A micromorfologia compreende mensurar e caracterizar as estruturas microscópicas dos fungos (Ryvarden 1991) é uma das partes mais importantes na taxonomia dos políporos. Para analisar microscopicamente é preciso que todas as partes do basidioma sejam observadas, principalmente tubos – formados pelo himênio (camada fértil formadora de esporos), a trama (região estéril que sustenta o himênio), e o contexto (região geralmente estéril, mas que pode formar estruturas de reprodução assexuada). Além dessas estruturas é fundamental o estudo das hifas, a análise do sistema hifal (também chamado de mitismo), para verificar e classificar o fungo em relação aos tipos de hifas que compõem o basidioma e sua disposição ao longo do corpo reprodutivo do fungo. As hifas generativas estão presentes em todos os fungos e se caracterizam por apresentarem septo (simples ou com fíbulas) e, em geral, possuem paredes finas; são responsáveis por formar todas as estruturas presentes no basidioma. Os outros tipos hifais que podem estar presentes são estéreis, chamadas somáticas e se caracterizam pelas paredes engrossadas e por não apresentarem septos. Essas hifas podem ser de dois tipos principais - esqueletais (esqueléticas) ou ligadoras (conectivas). As hifas esqueletais se caracterizam por serem geralmente retas, sem ramificações ou pouco ramificadas e com paredes muito espessas. Já as ligadoras, se caracterizam por possuírem muitas ramificações, paredes pouco engrossadas e menos calibrosas que as esqueletais.

Com a análise das hifas é possível classificar o sistema hifal como *monomítico*, quando apresenta apenas hifas generativas, *dimítico*, quando apresenta dois tipos de hifas, ou *trimítico*, quando apresenta os três tipos de hifas. Nesses critérios existe uma nuance: de acordo Singer (1986), quando hifas generativas e esqueletais estão presentes, o sistema hifal denomina-se dimítico, e quando generativas e ligadoras estão presentes, anfimítico.

É preciso ressaltar o mitismo não está restrito apenas a esses três tipos de hifas: muitas formas intermediárias podem ocorrer, como as hifas arboriformes (que possuem base reta e ápice ramificado), ou as hifas generativas podem apresentar paredes muito engrossadas com septos esparsos, se assemelhando a hifas esqueléticas. Além disso, as diferentes partes do basidiomas podem apresentar diferença no sistema hifal – o contexto pode ser monomítico mas a trama dimítica. Assim, a análise e descrição das hifas presentes são muito importantes para a separação de gêneros e espécies nos políporos de tal forma que alguns autores propõem uma classificação mais minuciosa do sistema hifal (Zmitrovich *et al.* 2006).

O himênio corresponde à camada fértil dos Basidiomycota. Nos políporos, ele recobre as paredes internas dos tubos e é formado principalmente por basídios, basidiólos, cistídios e cistidiólos, sendo os basídios as principais células dessa região onde se formam os esporos sexuais, os basidiósporos. Basídio do grego, significa pequeno pedestal, e embora tenha grande importância na reprodução sexual do grupo, são microestruturas sem muito valor taxonômico para a identificação de espécies e gêneros em políporos. Morfologicamente, os basídios são geralmente clavados, sem septos (tipo holobasídio) e geralmente com quatro esterigmas (extensão do basídio onde se insere o esporo).

Por sua vez, os esporos, especificamente nomeados aqui de basidiósporos, são importantes para a taxonomia dos políporos, e possuem grande variação no tamanho e na forma. As paredes dos basidiósporos são geralmente lisas e finas, mas podem ser espessadas e/ou com ornamentações a saber, verrugas, espinhos ou estrias, as quais podem ser pouco notórias ou facilmente visíveis.

Além de estruturas importantes para a reprodução dos políporos, tanto o himênio como a trama reservam lugar para diversos outros tipos de elementos – os chamados elementos estéreis, com importância taxonômica significativa e com função biológica relacionada muito provavelmente à retenção de umidade e defesa contra micofagia. Dentre esses elementos, há os cistídios, dendrohiáfídios e medas (ou *hyphal pegs*); os cistídios estão entre os principais elementos estéreis utilizados na separação de gêneros e podem ser bastante variáveis, com paredes finas a muito engrossadas, e podem ou não ser ornamentados com incrustações de cristais. Esporos assexuais também podem ser encontrados em alguns políporos – conídios,

que geralmente apresentam paredes finas e se desenvolvem a partir de ápices de hifas, e clamidósporos, que possuem paredes muito engrossadas e podem ter origem apical ou intercalar nas hifas (Gilbertson & Ryvarden 1986).

1.5 ESTUDOS MOLECULARES

Se tratando de biologia molecular, há quatro trabalhos na literatura bastante relevantes acerca da sistemática filogenética dos políporos trametoides - dois mais antigos e dois mais recentes: Ko & Jung (1999a) e Tomšovský *et al* (2006), utilizando as sequências nSSU, e nLSU e ITS, respectivamente, ratificaram a monofilia do grupo trametóide trimítico e causador de podridão branca em relação a outros grupos de políporos; Justo & Hibbett (2011) e Welti *et. al* (2012), utilizando as sequências nLSU, ITS, RPB1, RPB2 e TEF1-alpha, e nLSU, ITS e RPB2, respectivamente, fizeram uma análise mais refinada da filogenia do grupo, mas com consequências taxonômicas diferentes: ambos identificaram um clado trametóide principal, contendo os gêneros *Trametes*, *Coriolopsis*, *Pycnoporus* e *Lenzites*, porém enquanto Justo & Hibbett (2011) defendem a sinonimização das espécies aí incluídas sob nome de *Trametes*, (indo de encontro à concepção *sensu* Corner), posição seguida posteriormente por outros autores (Zmitrovich *et al.* 2012, Justo *et al.* 2017, Ueitle *et al.* 2018), Welti *et. al* (2012) propuseram a divisão do gênero *Trametes* em pelo menos quatro gêneros.

Na segunda década dos anos 2000, Ryvarden (2015a, b, 2016) realizou estudos morfológicos com espécies neotropicais e também considerou o gênero *Trametes* em sentido amplo, incluindo em sua sinonímia os seguintes gêneros: *Artolenzites* Falck, *Cellulariella* Zmitr. & Malysheva, *Coriolellus* Murrill, *Coriolopsis* Murrill, *Coriolus* Quél., *Cubamycetes* Murrill, *Cyclomycetella* Murrill, *Funalia* Pat., *Leiotrametes* Welti & Courtec., *Lenzites*, Fr., *Poronidulus* Murrill, *Trametella* Pinto Lopes e *Trametopsis* Tomsovsky. Além desse autor, Zmitrovich (2018) em seu *Conspectus systematis Polyporacearum* considerou estes gêneros válidos, com exceção de *Coriolus* e *Poronidulus*.

Os estudos moleculares ajudaram a esclarecer as relações entre gêneros e entre níveis taxonômicos superiores dos poliporoides - alguns dos gêneros considerados como parte de *Trametes* sensu Corner (1989), foram excluídos dos Polyporales, a saber, *Trichaptum* Murril, alocado em Hymenochaetales (Hibbett & Donoghue, 1995; Binder *et al.* 2005; Larsson *et al.* 2006) e *Elmerina* Murril, alocado em Tremellales (Larsson *et al.* 2004). Por outro lado, alguns gêneros pertencentes a Polyporales não estão intimamente relacionados a *Trametes*, tal como *Cerrena* Gray, que pertence ao clado Flebioide (Ko & Jung 1999a, Lee & Lim 2010), e os gêneros de podridão parda, a saber, *Daedalea* Pers. e *Fomitopsis* P. Karst. que pertencem ao clado Antrodia (Ko & Jung 1999b, Hibbett & Donoghue 2001, Binder *et al.* 2005) e ainda algumas espécies circunscritas em *Trametes* por Corner (1989), não pertencem ao gênero, como *Trametes trogii* Berk. mais relacionado a *Coriolopsis gallica* (Fr.) Ryvarden (Ko & Jung 1999b, Tomšovský *et al.* 2006), ou *Trametes cervina*, (Schwein.) Bres. relacionado a *Ceriporiopsis* Dománski que foi transferido para *Trametopsis* Tomšovský (Tomšovský 2008).

Embora os estudos filogenéticos tenham sido conduzidos para elucidar a posição taxonômica e filogenética das espécies trametoides (Ko & Jung 1999a, b, Tomsofsky *et al.* 2006, Zhang *et al.* 2006, Tomsofsky 2008, Zmitrovich & Malysheva 2013, Carlson *et al.* 2014, Li *et al.* 2014, Oyetayo 2018, Ueitele *et al.* 2018, Olou *et al.* 2020, Gorjón *et al.* 2020), poucas espécies neotropicais têm sido incluídas nestes estudos e a identidade de algumas espécies ainda hoje permanece incerta. A maioria dos gêneros trametoides é considerada cosmopolita (Ryvarden 1991, Kirk *et al.* 2008, Justo & Hibbett 2011) e possui ampla distribuição nos diversos ecossistemas do Brasil (Maia *et al.* 2015).

1.6 IMPORTÂNCIA ECOLÓGICA E ECONÔMICA

Os fungos são organismos que realizam inúmeros serviços ecossistêmicos na natureza. Como outrora já posto, são parasitas, simbiontes, fundamentais na ciclagem de matéria e na reciclagem dos nutrientes nos ecossistemas, visto que são importantes decompositores (Begon *et al.* 2006). Os botânicos que nos desculpem, mas sem fungo não tem floresta!

A madeira está entre os vários substratos utilizados pelos fungos – e os fungos que crescem sobre madeira são denominados xilófilos ou lignícolas. Para serem capazes de degradar e transformar os elementos constituintes da madeira em nutrientes para seu crescimento possuem um sistema enzimático poderoso capaz de quebrar as macromoléculas constituintes da parede da célula vegetal (Tsujiyama & Minami, 2005).

Os Basidiomycota (principalmente os políporos) são os mais notórios dentre os fungos lignícolas (Oberwinkler 1994) e podem ser classificados em dois grupos, conforme sua habilidade em decompor os componentes da madeira: os que degradam celulose, hemicelulose e lignina são os causadores da *podridão branca*, já que a madeira em decomposição possui aspecto esbranquiçado, de ficar com textura esponjosa, fibrosa, e bastante frouxa; já aqueles que degradam apenas a celulose e hemicelulose, incapazes de degradar a lignina, são os causadores da *podridão marrom*, visto que a madeira em decomposição preserva uma coloração marrom-clara, com aspecto de cubos entalhados e mais rígidos. E assim, por serem os únicos organismos capazes de despolimerizar e mineralizar de maneira eficaz esses carboidratos complexos que compõe a madeira, os políporos desempenham um papel fundamental no ciclo do carbono (Kersten & Cullen 2006).

De todos os Basidiomycota conhecidos, aproximadamente 94% são causadores de podridão branca, enquanto o restante, 6%, causam podridão marrom (Nakasone 1996). Os fungos causadores de podridão branca apresentam uma ampla distribuição geográfica, mas predominam em regiões tropicais; os de podridão marrom, se distribuem principalmente em regiões temperadas (Ryvarden 1991), frequentemente relacionados com gimnospermas. Algumas espécies lignícolas podem apresentar especificidade de hospedeiro (relação espécie-específico), ou demonstrar preferências por madeiras de árvores vivas ou mortas, por tamanho de substrato e por estado de degradação da madeira; há casos, inclusive, de espécies que colonizam somente substratos pré-degradados (Nakasone 1996).

Assim como todos os fungos degradadores de matéria orgânica, os políporos têm grande importância ecológica devido à sua atividade decompositora, constituindo um dos elos essenciais na ciclagem dos nutrientes (Rajchenberg 2006). Além disso, a madeira é um dos maiores componentes da biosfera, representando

mais de 90% da biomassa em ecossistemas florestais e, ao mesmo tempo, é um substrato pouco utilizado como fonte de energia, devido à dificuldade de quebra das macromoléculas componentes dos vegetais, e assim, a atuação das espécies lignícolas é de primordial importância na manutenção destes ecossistemas (Rayner 1995, Boddy *et al.* 2008).

Por serem lignícolas, assim como a maioria dos políporos, os fungos trametóides, ao mesmo tempo que tem grande importância ecossistêmica, podem causar prejuízos econômicos ao atacarem madeira utilizada em construções e artefatos (incluindo artefatos históricos e construções tombadas), além de poderem parasitar espécies arbóreas de valor econômico (Gilbertson & Ryvarden 1986). Algumas espécies do grupo, especialmente os *Trametes* são bastante exploradas do ponto de vista biotecnológico. *Trametes versicolor* (L.) Lloyd, uma das espécies mais comuns do grupo, tem sido amplamente usada para a extração de compostos utilizados na indústria da celulose (Islam *et al.* 2008) e para biorremediação assim como igualmente famoso *Pycnoporus sanguineus* (L.) Murrill. Alguns compostos medicinais têm sido isolados de espécies de fungos pertencentes a *Trametes*, como por exemplo, *T. gibbosa* (Pers.) Fr., da qual se têm extraído compostos para serem testados como anticarcinogênicos (Czarnecki & Grzybek 1995; Yassin *et al.* 2008) além de outras como espécies *Trametes versicolor* (L.) Lloyd, *T. villosa* (Sw.) Kreisel e *T. lactinea* Berk. (Sacc.) que também possuem propriedades medicinais (Machado *et al.* 2006, Yamanaka *et al.* 2008, Arroyo-Figueroa *et al.* 2011, Zmitrovich *et al.* 2012, Vitali *et al.* 2018, Elkhateeb *et al.* 2020, Ferreira-Silva *et al.* 2022).

1.7 ESTUDOS NO BRASIL E NO MUNDO

A maioria dos gêneros trametóides é considerada cosmopolita (Ryvarden 1991, Kirk *et al.* 2008, Justo & Hibbett 2011) e possui ampla distribuição nos diversos ecossistemas do Brasil (Maia *et al.* 2015).

Atualmente, 44 espécies de trametóides foram registradas no país: sete espécies de *Coriolopsis*, quatro de *Datronia* Donk, uma de *Earliella* Murril, gênero monotípico, uma de *Fomitella* Murril três de *Lenzites* Fr., seis de *Hexagonia* Fr., uma

de *Pycnoporus* e 22 de *Trametes* Fr., destacando-se como o gênero de maior ocorrência para o País; no estado de São Paulo, doze espécies de *Trametes* são registradas (Maia *et al.* 2015), onde constitui um grupo importante em áreas florestais de Cerrado (Bononi 1984, Gugliotta 1997, Abrahão *et al.* 2012, 2019), e de Mata Atlântica (Fidalgo & Fidalgo 1957, Fidalgo *et al.* 1965, Bononi 1984, Gugliotta & Bononi 1999, Gugliotta *et al.* 2010, 2012, Motato-Vásquez *et al.* 2015, Pires *et al.* 2017); para a região sul, são registrados cinco espécies desse gênero para Santa Catarina, nove para o Paraná e onze para o Rio Grande do Sul (Maia *et al.* 2015) (Tabela 1).

Os gêneros abarcados dentro dos trametoides aparecem em praticamente todos os trabalhos relacionados a políporos, ocorrendo o registro de diversas espécies ao redor do mundo (Ryvarden & Johanson 1980, Gilbertson & Ryvarden 1986, 1987, Ryvarden & Gilbertson 1993, 1994, Nuñez & Ryvarden 2000, 2001). No Brasil, espécies são citadas em checklists e levantamentos em diversas regiões (Loguercio-Leite, 1993, Groposo & Loguercio-Leite 2005, Drechsler-Santos *et al.* 2008, Silveira *et al.* 2008, Baltazar & Gibertoni 2009, Baltazar *et al.* 2009, Gomes-Silva & Gibertoni 2009, Gugliotta *et al.* 2010, Abrahão *et al.* 2012, Borba-Silva *et al.* 2013). No entanto, poucos trabalhos dão ênfase a esse grupo de fungos e apenas alguns autores estudaram estes gêneros de forma específica.

Para o Hemisfério Norte e China, diversos trabalhos vêm sendo publicados descrevendo novas espécies para o grupo, incluindo dados moleculares, além dos morfológicos, e chaves de identificação (Justo & Hibbett 2011). No Brasil, os trameteoides estão distribuídos em oito gêneros (Tabela 1) e, em trabalho recente, Fernandes *et al.* (2024) realizaram um levantamento dos políporos trametoides do Parque Estadual das Fontes do Ipiranga (localizado na cidade de São Paulo), onde foram registradas a ocorrência de 15 espécies distribuídas em seis gêneros (neste trabalho, os autores apresentam descrições completas das espécies, além de fotografias e uma chave de identificação).

Tabela 1. Lista de espécies de Trametoides ocorrentes no Estado de São Paulo e região sul do Brasil.

continua

Espécie	SP	PR	SC	RS
<i>Coriolopsis aspera</i> (Jungh.) Teng	X		X	X
<i>Coriolopsis byrsina</i> (Mont.) Ryvarden	X			X
<i>Coriolopsis caperata</i> (Berk.) Murrill	X	X	X	X
<i>Coriolopsis floccosa</i> (Jungh.) Ryvarden	X	X	X	X
<i>Coriolopsis polyzona</i> (Pers.) Ryvarden	X	X	X	
<i>Datronia decipiens</i> (Bres.) Ryvarden	X			
<i>Datronia mollis</i> (Sommerf.) Donk	X	X	X	X
<i>Datronia scutellata</i> (Schwein.) Gilb. & Ryvarden		X		
<i>Datronia stereoides</i> (Fr.) Ryvarden	X			
<i>Earliella scabrosa</i>	X	X	X	
<i>Fomitella supina</i>	X	X	X	X
<i>Hexagonia hirta</i> (P.Beauv.) Fr.	X			
<i>Hexagonia hydroides</i> (Sw.) M.Fidalgo	X	X	X	X
<i>Hexagonia papyracea</i> Berk.	X	X	X	X
<i>Hexagonia scutigera</i> (Fr.) Fr.	X			
<i>Hexagonia tenuis</i> (Hook.) Fr.		X		
<i>Lenzites betulina</i> (L.) Fr.	X	X	X	X
<i>Lenzites elegans</i> (Spreng.) Pat.	X	X	X	X
<i>Lenzites stereoides</i> (Fr.) Ryvarden				X
<i>Pycnoporus sanguineus</i> (L.) Murrill	X	X	X	X
<i>Trametes cingulata</i> Berk.	X			
<i>Trametes cubensis</i> (Mont.) Sacc.	X	X	X	X

Tabela 1. Continuação.

Espécie	SP	PR	SC	RS
<i>Trametes ectypa</i> (Berk. & M.A.Curtis) Gilb. & Ryvarden			X	X
<i>Trametes farcta</i> Lloyd				X
<i>Trametes hirsuta</i> (Wulfen) Lloyd	X		X	X
<i>Trametes incerta</i> (Curr.) Cooke	X	X		X
<i>Trametes lactinea</i> (Berk.) Sacc.	X			
<i>Trametes membranacea</i> (Sw.) Kreisel		X	X	X
<i>Trametes modesta</i> (Kunze ex Fr.) Ryvarden	X			
<i>Trametes nivosa</i> (Berk.) Murrill	X		X	
<i>Trametes ochracea</i> (Pers.) Gilb. & Ryvarden	X			X
<i>Trametes ochroflava</i> Cooke				
<i>Trametes pavonia</i> (Hook.) Ryvarden	X		X	X

INTRODUÇÃO

<i>Trametes pubescens</i> (Schumach.) Pilát	X			X
<i>Trametes socotrana</i> Cooke			X	
<i>Trametes versicolor</i> (L.) Lloyd	X	X	X	X
<i>Trametes villosa</i> (Sw.) Kreisel	X	X	X	X

INTRODUÇÃO



OBJETIVOS

2. OBJETIVOS

2.1 Objetivo Geral

Ampliar o conhecimento da diversidade e filogenia de políporos trametoides no domínio Mata Atlântica, com ênfase para o estado de São Paulo.

2.2 Objetivos específicos

- Identificar, registrar e conhecer as espécies de políporos trametoides da Mata Atlântica da região sudeste do Brasil, com ênfase para o estado de São Paulo.
- Verificar a distribuição das espécies encontradas na área estudada.
- Elaborar descrições e ilustrações para identificação das espécies encontradas na região de estudo.
- Elaborar uma chave dicotômica para as espécies conhecidas para o Brasil;
- Analisar as relações filogenéticas dos táxons encontrados e resolver seus status taxonômicos em nível genérico, assim como possíveis complexos de espécies, por meio de estudos moleculares;



MATERIAL E MÉTODOS

3. MATERIAL E MÉTODOS

3.1 ÁREA DE ESTUDO

As coletas foram iniciadas em dezembro de 2021 e finalizadas em novembro de 2022. Dezenove excursões a campo foram realizadas nesse período. A área de abrangência deste estudo contemplou a Mata Atlântica da região sul e sudeste do Brasil, com ênfase no estado de São Paulo (SP), além dos estados do Paraná (PR), Santa Catarina (SC) e Rio Grande do Sul (RS).

O estado de São Paulo possui uma área de 248.222,362 km² de clima variável: segundo a classificação de Köppen-Geiger, pode ser de sete tipos diferentes, sendo predominantemente caracterizado pelo clima tropical de altitude, com chuvas no verão e seca no inverno (Cwa), (no centro do Estado principalmente). Em áreas litorâneas o clima é do tipo tropical superúmido (Af) (Setzer 1966). Dois ecossistemas são encontrados - a Mata Atlântica e o Cerrado. O estado de São Paulo abriga parcela significativa da Mata Atlântica, compreendida em 2.670,324 ha de mata semi contínua, que ocorre, principalmente, ao longo de seu litoral (SOS Mata Atlântica & Inpe 2011). A Região Sul do Brasil é composta pelos estados do Paraná, Santa Catarina e Rio Grande do Sul, com área de 576.409,6 km² e é a única região brasileira não incluída na zona tropical, de variações sazonais nítidas, com possibilidade de geada e neve no inverno (Nimer 1989). De acordo com a classificação de Köppen-Geiger, o clima é predominantemente subtropical úmido com verões quentes (Cfa) ou subtropical úmido com verões amenos (Cfb) em algumas áreas (Peel *et al.* 2007). Dois domínios fitogeográficos terrestres predominam na Região Sul - a Mata Atlântica e o Pampa. O Paraná possui área de 199.314,850 km², formada principalmente por campos, que correspondem a 9% do território do estado, e por florestas, principalmente florestas com Araucária, que cobriam 44% do território, hoje significativamente reduzida em virtude da intensa exploração econômica e extração (IPARDES 2015). Santa Catarina possui uma área de 96.000 km² onde restam 17,5% das florestas originais, cerca de 1.662 ha. Por fim, o Rio Grande do Sul ocupa uma área de 281.748,538 km², da qual 66% correspondem a campos e 29% a florestas.

A Mata Atlântica é um domínio fitogeográfico diverso e complexo que abrange uma floresta tropical latifoliada distribuída ao longo da costa do Brasil, do Rio Grande do Norte até o Rio Grande do Sul (Guedes *et al.* 2005). Originalmente, essa floresta cobria uma área de aproximadamente 1 300 000 km² mas, em virtude de uma destruição desenfreada que acompanha a história do Brasil desde o início - desde a exploração de seus recursos com fins lucrativos até à residência de 62% da população brasileira sobre a faixa litorânea (SOS Mata Atlântica, Inpe & ISA 1998) - atualmente encontra-se ameaçada, restando 7–8% de sua extensão original sendo considerada inclusive um ecossistema *hotspot*, (SOS Mata Atlântica & Instituto Nacional de Pesquisas Espaciais 1998, 2012, Dinerstein *et al.* 1995), distribuída em pequenos fragmentos inseridos em Unidades de Conservação (Joly *et al.* 1991).

A chamada Mata Atlântica *s. s.* abrange formações florestais e ecossistemas associados que correspondem à Floresta Ombrófila Densa; por sua vez, a Mata Atlântica *s. l.* inclui as Florestas Estacionais Decidual e Semi-decidual e a Floresta Ombrófila Mista (Veloso *et al.* 1991, Leite 2002, Guedes *et al.* 2005). Em virtude de sua extensão, a área que compreende a Mata Atlântica, varia em elevação latitudinal do nível do mar até 2 900 m e, segundo a classificação técnica de Köppen, o clima varia entre *Aw* (tropical), *Cwa* (tropical de altitude) e *Cf* (subtropical), com temperaturas médias entre 14 – 21 °C e pluviosidade anual média que varia de 1 500 a 2 000 mm, a depender da região geográfica. As principais fitofisionomias da região sul e sudeste visitadas neste estudo foram (Figura 4):

Floresta Estacional Semidecidual: O conceito ecológico deste tipo florestal: se caracteriza pela ocorrência de clima estacional, o que determina a característica semidecidual da folhagem da cobertura florestal. Na zona subtropical, correlaciona-se ao clima sem período seco, com inverno frio (temperaturas médias mensais inferiores a 15° C), que determina o repouso fisiológico e queda parcial da folhagem, enquanto em zonas tropicais se caracteriza por uma estação seca e uma chuvosa (Veloso *et al.* 1991). A porcentagem das árvores caducifólias no conjunto florestal é de 20% a 50%. A vegetação é composta principalmente por macrofanerófitos que recobrem solos basálticos eutróficos. Esta floresta possui dominância de gêneros amazônicos de distribuição brasileira.

Floresta estacional decidual: Possui estrato superior formado de macro e mesofanerófitos predominantemente caducifólios, com mais de 50% dos indivíduos despidos de folhagem no período desfavorável. Localiza-se no vale do Rio Uruguai, entre a Floresta Ombrófila Mista (mata com araucária) do Planalto Meridional e a Estepe (Campos Gaúchos). Não possui período seco demarcado, porém conta com inverno frio (temperaturas médias mensais menores ou iguais a 15° C, que determina repouso fisiológico e queda parcial da folhagem). Enquadram-se neste último caso as florestas da borda do Planalto Meridional, do estado do Rio Grande do Sul, uma disjunção que apresenta o estrato florestal superior predominantemente decíduo.

Floresta Ombrófila Densa: Chamada popularmente de Mata Atlântica (ou Mata Atlântica s.s.), ocorre nas regiões da costa brasileira, sofre influência de massas de ar úmidas vindas do mar e se encontra distribuída ao longo de todo o litoral do país, formando um mosaico constituído por manchas de várias idades e em diferentes estágios de sucessão cujas principais zonas conservadas dessa vegetação se encontram na Serra Geral e na Serra do Mar. A vegetação é caracterizada por fanerófitos - subformas de vida macro e mesofanerófitos, além de lianas, lenhosas e epífitas em abundância. O clima é tropical super-úmido, com temperaturas elevadas (médias de 25°C), alta precipitação (2 500 mm anuais) e bem distribuída (de 0 a 60 dias secos) durante todo o ano com concentração no período de dezembro a março (Vanini & Rodrigues 2003).

Floresta Ombrófila Mista: Conhecida como Mata com Araucárias, é uma das formações vegetais mais ameaçadas do Brasil, com apenas 12,6% da sua extensão original (Ribeiro *et al.* 2009). Os remanescentes dessa floresta, muitos dos quais estão profundamente alterados, limitam-se a locais de difícil acesso, áreas particulares ou nas poucas Unidades de Conservação existentes. O termo “mista” é utilizado para caracterizar a presença de elementos tanto de origem tropical quanto temperada, em clima subtropical sem estação de seca e com ocorrência de longo período frio (Veloso *et al.* 1991). Ocorre nos planaltos da formação da Serra Geral, estendendo-se desde o norte do estado do Paraná, até o centro do estado do RS sendo o Planalto Meridional brasileiro a área de distribuição natural. A predominância na vegetação é de *Araucaria angustifolia* (Bertol.) Kuntze e ocorre em elevações acima de 800 m (Vibrans *et al.* 2011)

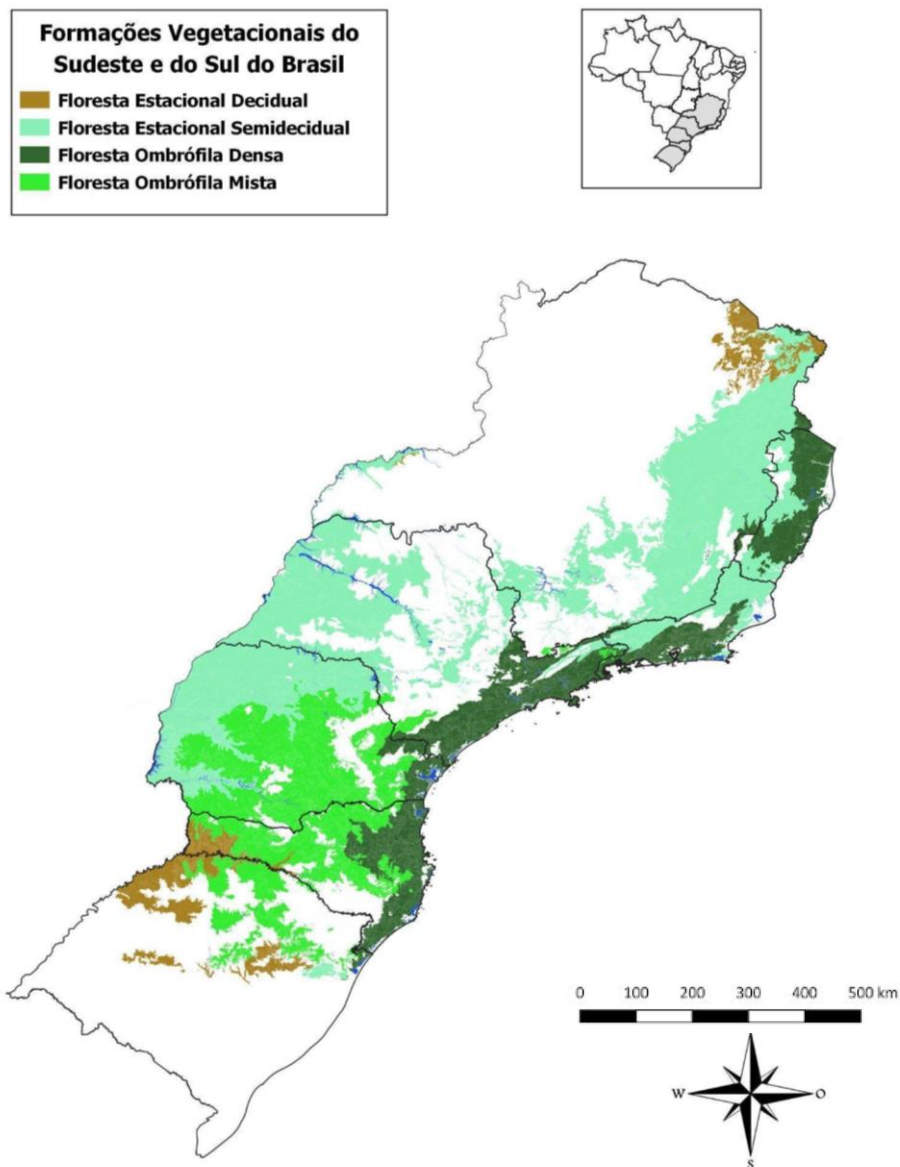


Figura 4: Mapa das formações vegetacionais da Mata Atlântica do sudeste e sul do Brasil (a partir de dados do IBGE, 2021) contempladas nas expedições de campo.

3.2 COLETA

Durante as expedições de campo, realizadas entre dezembro de 2021 e abril de 2023, 14 áreas nos estados de SP, SC, PR e RS foram visitadas. Adicionalmente, algumas coletas esporádicas foram realizadas após este período. As localidades estão listadas na Tabela 2, mostradas nas figuras 5 e 6, e distribuídas nas fitofisionomias da Mata Atlântica na figura 7.

Tabela 2: Localidades das coletas, nas 14 áreas visitadas nos estados de São Paulo (SP), Santa Catarina (SC), Paraná (PR) e Rio Grande do Sul (RS), Brasil.

ESTADO	MUNICÍPIO	ÁREA DE COLETA
SP	Araras	Arboreto Fundação Hermínio Ometto
	Caraguatatuba	PESM – Núcleo Caraguatatuba
	Ilha Bela	PE de Ilhabela
	Juquitiba	Instituto Terra Luminous
	Ubatuba	PESM – Núcleo Picinguaba
	São Paulo	PE do Pico do Jaraguá
	São Paulo	PE Fontes do Ipiranga
	São Paulo	PE da Cantareira
	São Luiz do Paraitinga	PESM – Núcleo Santa Virgínia
PR	Foz do Iguaçu	Parque Nacional do Iguaçu
SC	Florianópolis	Parque Natural Municipal da Lagoinha do Leste
	Florianópolis	Parque Municipal da Lagoa do Peri
RS	São Francisco de Paula	CPCN Pró-Mata
	São Francisco de Paula	FLONA São Francisco de Paula

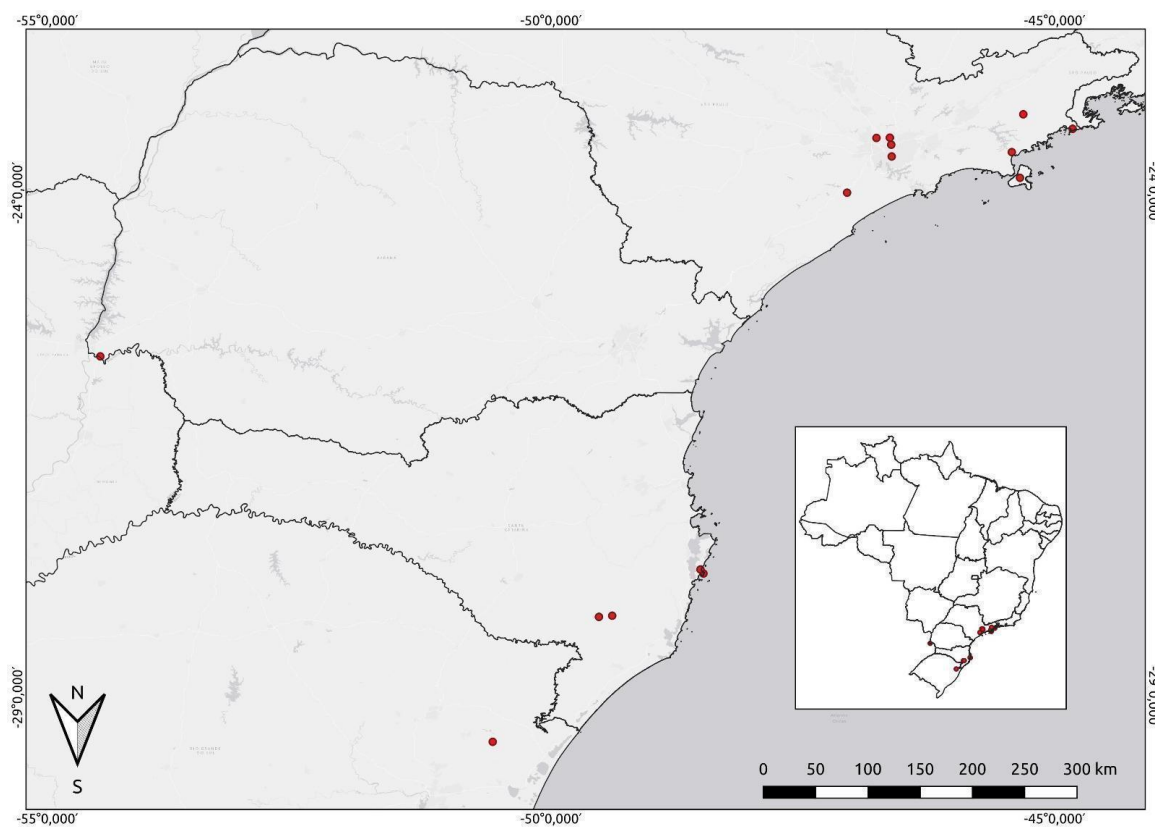


Figura 5: Localidades de coleta nas Regiões Sul e Sudeste do Brasil.

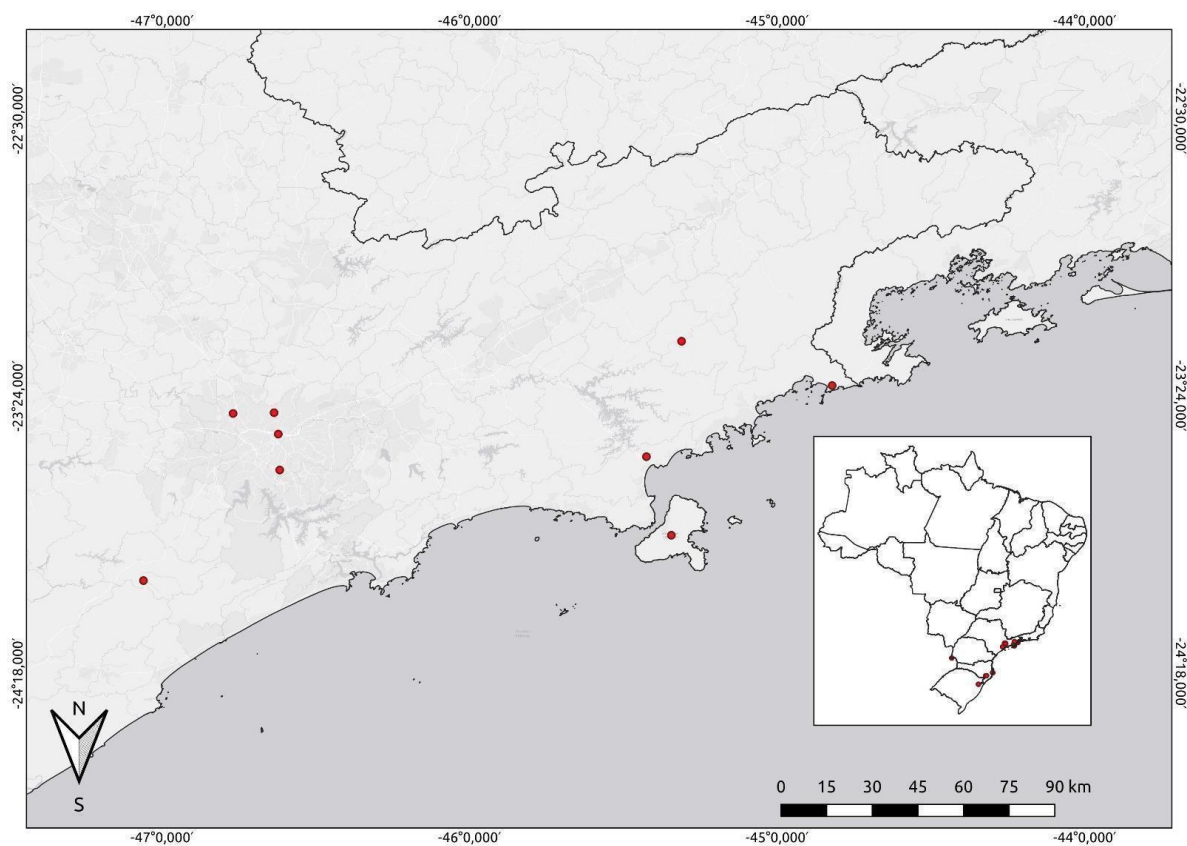


Figura 6: Localidades de coleta no estado de São Paulo, Brasil, estado com o maior número de unidades visitadas.

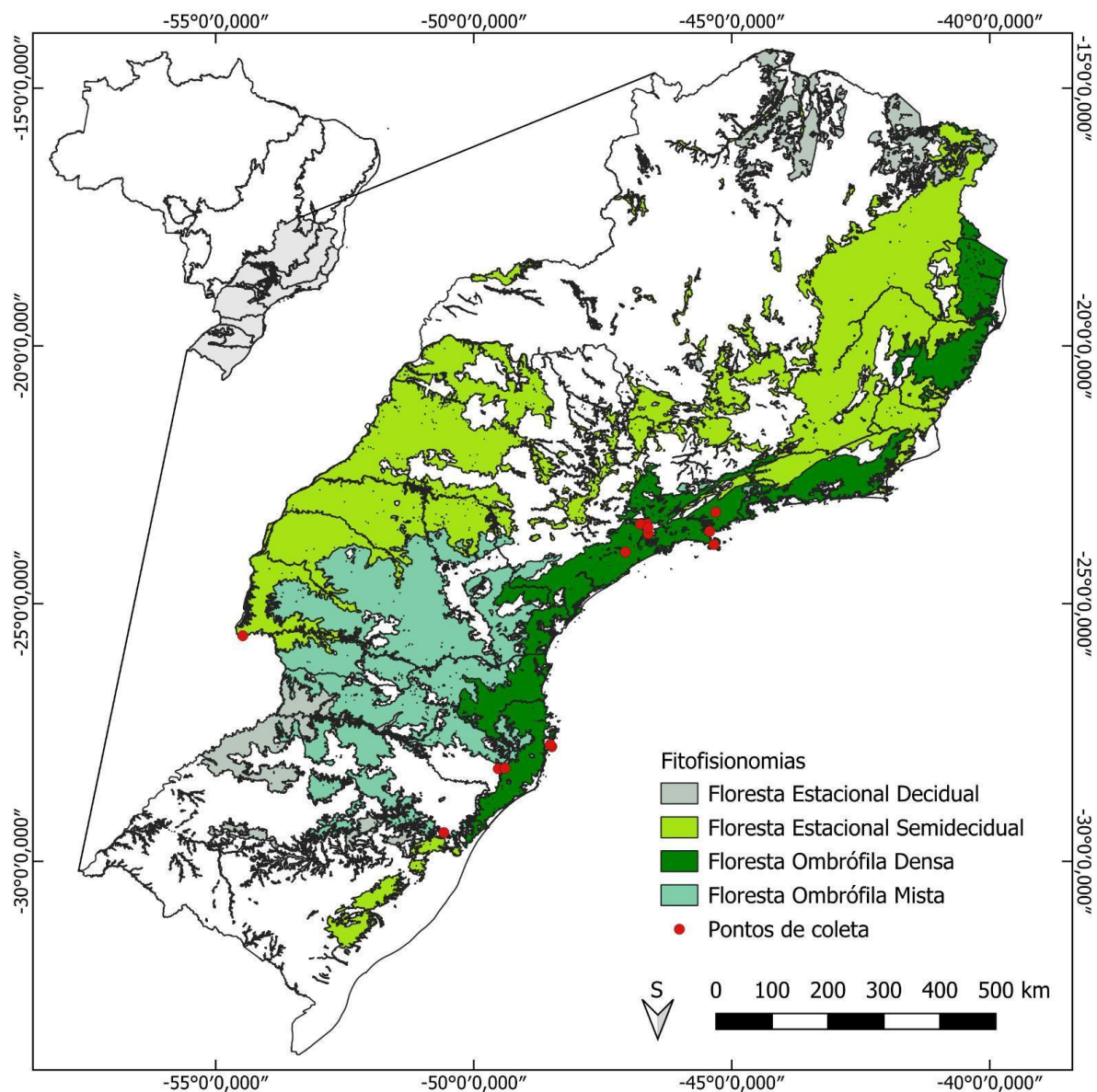


Figura 7: Localidades visitadas durante as expedições de coleta distribuídas nas fitofisionomias da Mata Atlântica.

Na busca pelos políporos trametoides, trilhas foram percorridas em diferentes remanescentes da mata. Os fungos de interesse para esse trabalho crescem decompondo material vegetal lenhoso, portanto, em campo, as áreas compostas por troncos e galhos em decomposição foram priorizadas, mas árvores vivas também foram examinadas. Os basidiomas frescos foram fotografados e em seguida foram retirados do substrato com auxílio de uma faca e acondicionados em sacos de papel craft, próprios para a coleta ou em caixas organizadoras com divisórias. Cada espécime foi identificado com um número de coletor e foram realizadas anotações

como data, localidade, tipo de substrato, presença de outros basidiomas, e quando possível tipo de podridão causada, tudo realizado com o cuidado de não misturar os basidiomas de diferentes coletas no mesmo saco ou compartimento da caixa de coleta. Pequenos fragmentos dos espécimes de interesse foram colocados em microtubos com sílica gel para posteriores análises moleculares.

3.3 HERBORIZAÇÃO

Os espécimes coletados, ainda em campo, foram secos em desidratadora de frutas portátil (aproximadamente 40 °C) e, após retorno ao laboratório, foram postos em estufa com circulação de ar (40 – 50°C). Em seguida, os materiais foram acondicionados em sacos de papel onde foram anotadas informações como o local e a data de coleta e número de coletor. Os espécimes identificados foram depositados junto à coleção do Herbário Maria Eneyda P. K. Fidalgo (SP) do Instituto de Pesquisas Ambientais.

3.4 ANÁLISES MORFOLÓGICAS

Todos os materiais coletados foram analisados macro e micromorfológicamente – a identificação morfológica das espécies foi baseada em características macro e microscópicas do basidioma de acordo com algumas importantes referências, tais como Corner (1989), Ryvar den (1991, 2015a, b, 2016), Gugliotta & Bononi (1999), Nuñez & Ryvar den (2003), Gomes-Silva *et al.* (2010) e Zmitrovich *et al.* (2012).

3.4.1 Macromorfologia

O estudo macromorfológico foi realizado a olho nu e com auxílio de microscópio estereoscópico.

Nessa etapa, foram analisados o hábito (ressupinado ou pileado, efuso-reflexo, estipitado), consistência e dimensões dos basidiomas, as características da

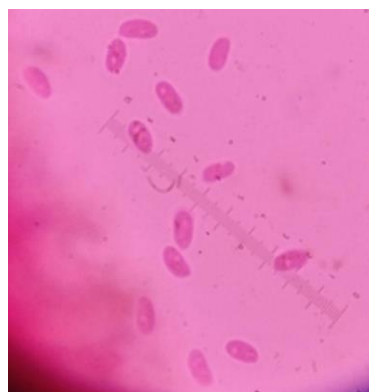
superfície do píleo segundo sua textura (presença de pelos, rugosidades e/ou zonas concêntricas) e coloração e as características do himenóforo (cor, forma e tamanho e disposição dos poros). Além disso, também foram observadas características do contexto em secção longitudinal, tais como coloração, consistência e presença de linhas.

3.4.2 Micromorfologia

O estudo micromorfológico foi realizado com auxílio de microscópio óptico. Nessa etapa, foram feitos cortes à mão livre, tanto transversais como longitudinais, utilizando uma lâmina de aço, da região dos basidiomas onde se localizam os tubos e o contexto. Em seguida os cortes foram montados em lâminas para microscopia com solução aquosa de hidróxido de potássio - KOH - 3% (hidratante) e floxina a 1% (corante citoplasmático) (Figura 7).



(a)



(b)

Figura 7: (a) Esporos de *Trametes* sp vistos em KOH; (b) Esporos de *Hexagonia papyracea* vistos em Floxina

Todas as microestruturas presentes, tais como hifas, cistídios, cistidíolos, basídios, basidíolos e esporos, foram medidas com auxílio de ocular micrometrada em aumento de 1000x com uma acurácia subjetiva de 0,1 μm e iluminação de contraste de fase. Também foi realizada uma análise detalhada do sistema hifal, observando separadamente as hifas presentes no contexto e nos tubos.

Para uma análise do sistema hifal de maneira mais acurada, pedaços dos basidiomas foram colocados em pequenos frascos contendo hidróxido de sódio (NaOH) a 5% e mantidos em estufa a 60°C por aproximadamente 24 horas.

Posteriormente, as hifas foram separadas com auxílio de agulhas entomológicas sob microscópio estereoscópico e, em seguida, foram montadas as lâminas para microscopia. A análise do sistema hifal e a nomenclatura das hifas seguiram o proposto por Pegler (1996).

Quando necessário, o reagente de Melzer foi utilizado para verificar presença de reação amiloide ou dextrinoide (embora de antemão fosse sabido que essas reações não estão presentes nos trametoides, a prova real foi feita ainda assim). As siglas CB+ indicam reação cianófila, CB- acianófila, e IKI- indicam ausência de reação dextrinoide e amiloide.

As medidas de poros por mm e das microestruturas foram tomadas em número de no máximo 40 e de no mínimo 20. Os dados estatísticos destas medidas foram obtidos no programa Microsoft Excel®, e a abreviatura utilizada para os mesmos segue Coelho (2005): $n=x/y$, representando o número de estruturas medidas, sendo x o número de medidas realizadas e y o número de basidiomas utilizados.

Ao apresentar a variação do tamanho dos basidiósporos e o diâmetro das hifas, o 20% e 5% dos extremos são apresentados em parênteses, respectivamente (a variação da largura da hifa é maior do que a variação do tamanho dos basidiósporos, Miettinen *et al.* 2018). Nas descrições microscópicas, as seguintes abreviações foram usadas: L – média de comprimento do basidiósporo; W – média da largura do basidiósporo; Q' – L'/W' razão de basidiósporos individuais; Q – L/W , *i.e.*, média do comprimento dividido pela média da largura; n – número de basidiósporos medidos / número de espécimes examinados.

A nomenclatura da forma dos basidiósporos está de acordo com Stalpers (2008). As ilustrações foram realizadas com o auxílio de câmara clara acoplada ao microscópio óptico, embora algumas microestruturas tenham sido desenhadas à mão livre após realizar as medições. As ilustrações foram importadas e redesenhadas para gráficos vetoriais no software Illustrator (v. 28.5).

3.5 IDENTIFICAÇÃO DO MATERIAL E REVISÃO DE HERBÁRIOS

Para a identificação foi utilizada a bibliografia pertinente com descrições macro e microscópicas e chaves de identificação. Alguns dos principais trabalhos consultados foram: Ryvardeen & Johansen (1980), Gilbertson & Ryvardeen (1986, 1987), Rajchenberg (1987, 2006), Silveira & Guerrero (1991), Ryvardeen (2000), Gomes-Silva *et al* (2010).

Para auxílio na identificação e comparação também foram estudados materiais de referência – outras coleções que pudessem auxiliar no reconhecimento das espécies ou que servissem como meio de comparação de caracteres morfológicos, foram visitadas.

3.6 OBTENÇÃO DE CULTURAS

3.6.1. Obtenção de esporadas

Para a obtenção das esporadas, basidiomas frescos, preferencialmente no mesmo dia da coleta, foram colocados em câmara úmida sobre lâminas estéreis. Após período de 12 a 24h foi verificada a presença de esporos depositados sob as lâminas (Figura 8).



(a)



(b)

Figura 8: (a) Câmara úmida; (b) esporada sob lâmina etérl
(imagens gentilmente cedidas por Westphalen, M.).

Quando necessário, as lâminas foram visualizadas sob microscópio óptico para verificar a presença de esporos. As esporadas obtidas foram armazenadas em geladeira a aproximadamente 4°C.

3.6.2. Obtenção de culturas polispóricas

Para a obtenção das culturas polispóricas, uma gota de água destilada estéril foi espalhada sobre a esporada e transferida para placas de Petri de 90 mm de diâmetro com meio de cultura Batata Dextrose e Ágar (BDA). A gota foi espalhada sobre a superfície das placas com auxílio de uma alça de cobre. As placas foram transferidas para câmaras incubadoras para B.O.D. a 25°C, onde foram mantidas pelo tempo necessário para que os esporos germinassem (Figuras 9) e o micélio cobrisse toda a superfície da placa. Após o desenvolvimento do micélio, as placas foram armazenadas em geladeira a aproximadamente 4°C.



Figura 9: Esporos após germinação;

Na impossibilidade da obtenção da esporada, ainda em campo, pedaços dos basidiomas frescos foram colocados diretamente em placas com meio de cultura para a obtenção dos cultivos (culturas de tecido), com auxílio de pinças e bisturis estéreis e lamparinas a álcool com a intenção de criar um ambiente o máximo estéril possível (Figura 10). Da mesma forma, as placas foram transferidas para câmaras

incubadoras para B.O.D. a 25°C, onde foram mantidas pelo tempo necessário para que o micélio prosperasse (Figuras 11).



Figura 10: Isolamento em campo dos materiais coletados.

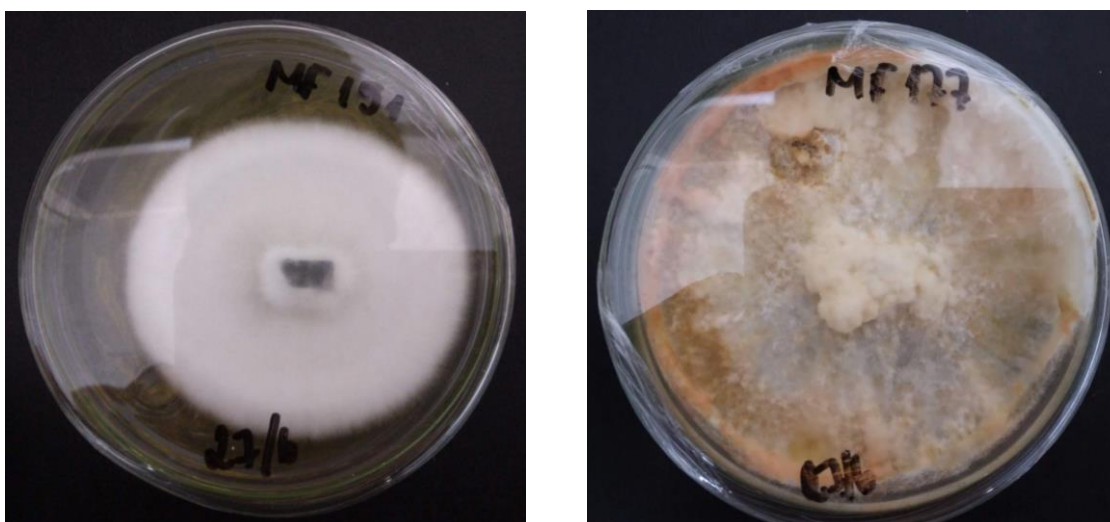


Figura 11: Placas com micélio oriundo de sementeira a partir do basidioma fresco após coletas.

3.7 REVISÃO DE HERBÁRIO

No presente estudo foram analisadas cerca de 200 exsicatas. Além de todo o material coletado, foram estudados espécimes do grupo de interesse depositados nos herbários FLOR (Universidade Federal de Santa Catarina), ICN (Universidade

Federal do Rio Grande do Sul), CESF (Universidade Federal de Juiz de Fora) e SP (Instituto de Pesquisas Ambientais), previamente coletados na área de estudo.

Tabela 3. Herbários visitados durante a realização do estudo. Curadores e demais colaboradores, se presentes, incluídos entre parênteses.

Código Do Herbário	Instituição, Curadores e Localidade
SP	Instituto de Pesquisas Ambientais – São Paulo (A.M. Gugliotta) – São Paulo – Brasil
ICN	Universidade Federal do Rio Grande do Sul (M. Rejane Ritter, R.M.B. da Silveira) – Rio Grande do Sul - Brasil
FLOR	Universidade Federal de Santa Catarina (M.A. Neves) – Florianópolis – Brasil
CESF	Universidade Federal de Juiz de Fora (V.A. O. Dittrich) – Juiz de Fora – Brasil

3.8 TÉCNICAS MOLECULARES

3.8.1 Extração de DNA

A extração do DNA foi realizada a partir das culturas obtidas, quando disponíveis ou, a partir de fragmentos de basidiomas.

3.8.1.1 Extração de DNA de culturas

Para a extração de DNA a partir de culturas, após o crescimento do micélio fresco das amostras cultivadas nas placas de Petri de 90 mm em meio BDA, o micélio aéreo foi cuidadosamente removido com auxílio de um bisturi, evitando recolher meio de cultura juntamente com as amostras. Os micélios foram então transferidos para microtubos previamente preparados e identificados e, em seguida, foi adicionado tampão de lise constituído por 2% CTAB, 1,4 M NaCl, 0,10 M TrisHCl e 20 mM EDTA, incubado a 65 °C por aproximadamente 1 hora. Na sequência, com auxílio de um bastão de plástico previamente esterilizado, o micélio foi esmagado manualmente junto com o tampão. Após estas etapas, a extração do DNA foi realizada utilizando protocolo de Doyle & Doyle (1987) modificado por Góes-Neto (2010).

3.8.1.2 Extração de DNA de basidiomas

Para a extração de DNA a partir de basidiomas, pequenos fragmentos, preferencialmente do contexto, foram removidos com auxílio de um bisturi e adicionados a microtubos, previamente esterilizados e identificados, cada um contendo quatro esferas de aço estéril de 4 mm de diâmetro. Para o rompimento das células, esses microtubos foram dispostos no Precellys® 24, um equipamento de bancada dedicado à moagem, à lise e à homogeneização de amostras biológicas. Assim, devido à intensa rotação que esse equipamento submete as amostras, as esferas de aço deixaram os fragmentos reduzidos a pó. Em seguida, foi adicionado tampão de lise constituído por 2% CTAB, 1,4 M NaCl, 0,10 M TrisHCl e 20 mM EDTA, incubado a 65 °C por aproximadamente 1 hora e o mesmo protocolo descrito para as culturas foi seguido.

3.9. AMPLIFICAÇÃO DE DNA

3.9.1 Reação em cadeia de polimerase (PCR)

Após a extração de DNA, as amostras foram preparadas para amplificação utilizando PCR Touchdown.

Para cada reação em cadeia da polimerase (PCRs), uma mistura foi preparada contendo água desionizada estéril, *Platinum Taq* (Thermofisher), com tampão de PCR e *primers*.

Para a região ITS1-5.8S-ITS2 as amplificações foram realizadas em um volume final de 25 µL, contendo 40 ng de DNA, 1X tampão PCR (100 mM Tris-HCl (pH 8,8 a 25°C), 500 mM KCl, 25 mM MgCl₂, 0,2 mM de dNTP, 2% DMSO, 1 µM de cada primer, ITS4 e ITS5, universais para fungos (White et al., 1990) e 1 unidade de *Platinum Taq* Polimerase (Thermofisher). Aproximadamente 24 µl dessa mistura (contendo 0,5 µl de cada primer (50 mM), 6 µl de tampão e 0,15 µl de polimerase) foi pipetado em tubos próprios de PCR (com volume de 0,2 mL) e, em seguida, 1 µl do DNA da amostra foi adicionado a cada tubo (próprio de PCR, com volume de 0,2 mL). Os tubos, então com volume de reação igual a 25 µL, foram dispostos em termociclador (C1000 Touch™ Thermal Cycler Bio-Rad) para condução da corrida da reação em cadeia da polimerase.

Os primers e o protocolo de PCR foram escolhidos de acordo com a região de DNA de interesse (Figuras 12 a 15, Tabela 4). Para a região ITS e LSU (espaçador transcrito interno e subunidade ribossomal maior), foi realizado PCR touchdown com temperatura de anelamento gradualmente reduzida (60-50°C) (primers: ITS5/LR0R). O mesmo regime de PCR (Rehner & Buckley 2005) foi utilizado para a amplificação da região EF1- α (fator de elongação 1- α) (primers: 983F/2218R). As amplificações foram iniciadas com uma desnaturação a 94°C por 2 minutos. A temperatura de anelamento no primeiro ciclo de amplificação foi de 60°C, sendo subsequentemente reduzida 1°C a cada ciclo por nove ciclos. Após, 35 ciclos de amplificação adicionais foram realizados, cada um consistindo de 30s de desnaturação a 94°C, 30s de anelamento a 50°C e 1min de extensão a 72°C, concluindo com incubação a 72°C por 10 min.

Para a região RPB2 (segunda maior subunidade da RNA polimerase II), foi seguido protocolo de PCR touchdown modificado de Rehner & Buckley (2005). As amplificações foram iniciadas com uma desnaturação a 94°C por 2 minutos. A temperatura de anelamento no primeiro ciclo de amplificação foi de 60°C, sendo subsequentemente reduzida 1°C a cada ciclo pelos próximos oito ciclos. Após, 37 ciclos de amplificação adicionais foram realizados, cada um consistindo de 45 s de desnaturação a 94°C, 90 s de anelamento a 53°C e 2 min de extensão a 72°C, concluindo com incubação a 72°C por 10 min.

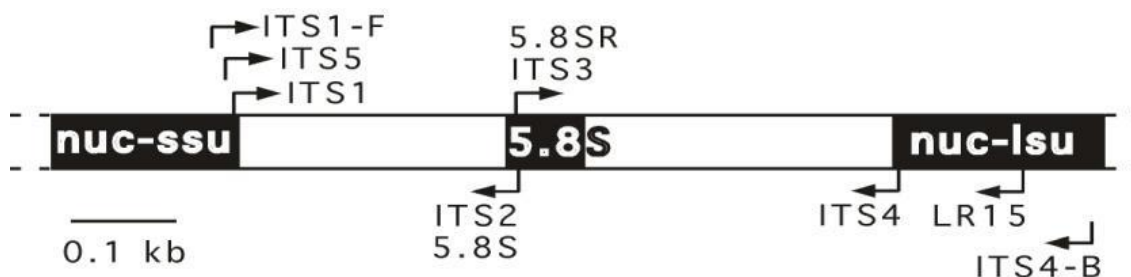


Figura 12: Região ITS - posição dos primers
(http://www.clarku.edu/faculty/dhibbett/protocols_folder/primers/primers.htm)

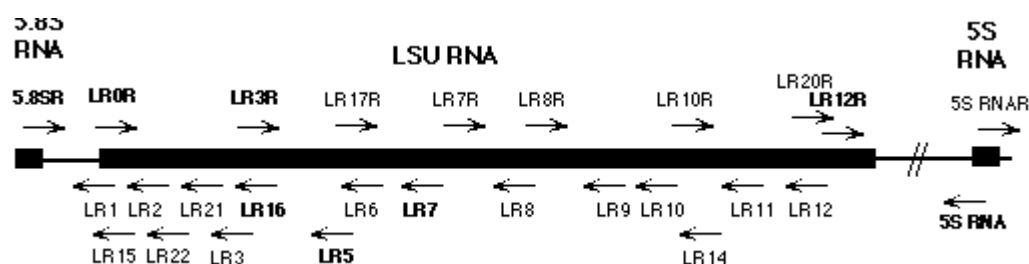


Figura 13: Região LSU - posição dos primers
(<http://biology.duke.edu/fungi/mycolab/primers.htm>)

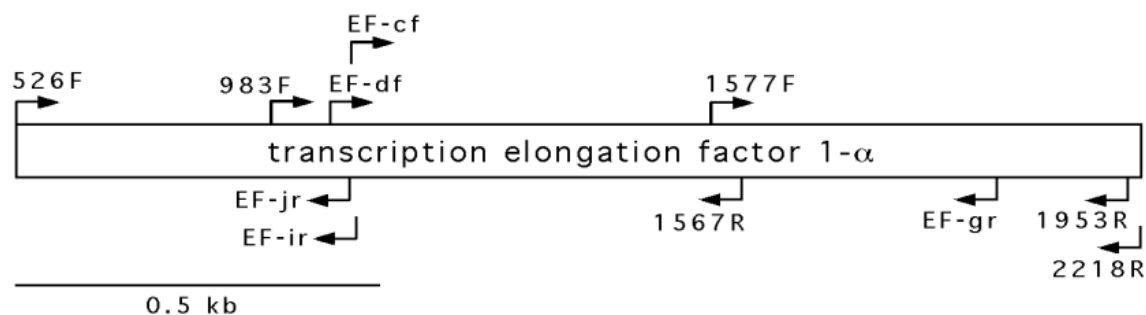


Figura 14: Região *EF-1α* - posição dos primers
(http://www.clarku.edu/faculty/dhibbett/protocols_folder/primers/primers.htm)

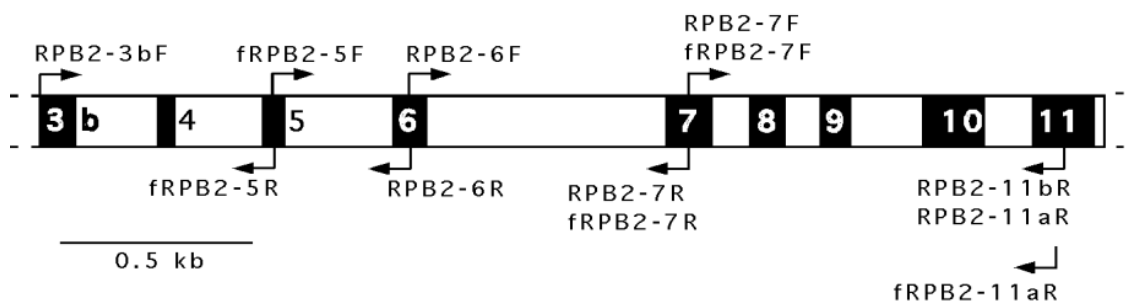


Figura 15: Região *RPB2* - posição dos primers
(http://a/www.clarku.edu/faculty/dhibbett/protocols_folder/primers/primers.htm)

3.9.2 "Nested" PCR

Em algumas amostras onde a PCR não apresentou bons resultados, foi realizado o método de *nested PCR* de acordo com Tomšovský *et al.* (2010). O mesmo protocolo descrito anteriormente para cada região e *primer* foi seguido, porém utilizando o resultado da primeira PCR (*amplicom*) como amostra, ao invés do DNA genômico total (produto da extração). Os primers foram escolhidos de acordo com as regiões de interesse (Tabela 4).

Tabela 4. Primers utilizados na técnica de *nested PCR*.

Região do Dna	Primers Touchdown PCR	Primers "Nested" PCR
ITS	ITS5, ITS4-Basidio	ITS1, ITS4
LSU	LR0R, LR05	NL1, NL4
EF-1 α	983F, 2218R	EF595F, EF1160R
RPB2	fRPB25F, bRPB271R	—

3.9.3 Eletroforese

A eletroforese em gel de agarose dos produtos de PCR foi realizada a fim de verificar os tamanhos das bandas dos produtos. Para tal, 2 μ l de amostra e 2 μ l de corante (Gel Loading Dye 6 $\times$, NEB) foram adicionados a poços no gel de agarose e posteriormente submetidas a uma corrente elétrica de 75 volts durante 45 minutos em uma Cuba de Eletroforese. As bandas foram verificadas sob luz UV e fotos foram tiradas com auxílio de uma câmara escura (Figura 16).

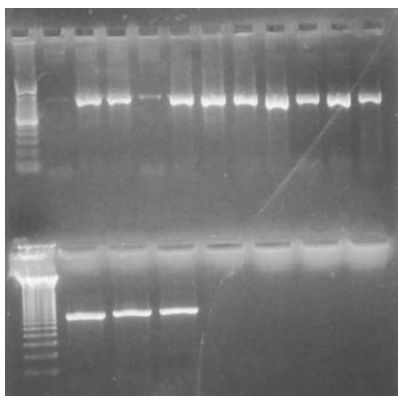


Figura 16: Eletroforese em gel dos amplicons oriundos da PCR para o marcador LSU (Sob luz U.V.)

Os Produtos amplificados foram purificados com o uso do Kit *PureLink™ PCR Purification* com protocolo específico. A fim de verificar a presença e tamanho das bandas dos produtos de PCR purificados, uma nova eletroforese foi realizada, em gel de agarose a 1,5%. Para tal, 1 µL de amostra e 2 µL de corante (Gel Loading Dye 6×, NEB) foram adicionados aos poços no gel de agarose e posteriormente submetidos a uma corrente elétrica de 75 Volts durante 35 minutos em uma cuba de eletroforese. As bandas também foram verificadas sob luz UV.

3.10 SEQUENCIAMENTO DO DNA

Todos os produtos de PCR que apresentaram resultados positivos foram enviados, juntamente com os *primers* pertinentes (Tabela 4), para sequenciamento no Departamento de Genômica da USP (São Paulo). O sequenciamento foi solicitado com *primers* nas duas direções (*forward* e *reverse*) a fim de se obter as melhores sequências possíveis em um Applied Biosystem 3730xl.

3.11 ANÁLISE DOS DADOS

3.11.1 Edição e Alinhamento das sequências

Os eletroferogramas das sequências em ambas direções foram reunidas, visualizados e editados usando o pacote *Consed/PhredPhrap* (Ewing & Green 1998, Ewing *et al.* 1998; Gordon *et al.* 1998; Gordon & Green 2013). Em seguida, foram visualmente inspecionados no programa *Geneious Prime* 2019 para garantir boa qualidade das sequências. Leituras ambíguas das sequências foram descartadas. Os picos duplos foram interpretados como ambiguidades verdadeiras de base quando foram detectados nos eletroferogramas das duas fitas – tanto em sentido direto e reverso – foram corrigidos nos arquivos, assim como a indicação de base faltando. Quando necessário, principalmente em caso de problemas nas extremidades das sequências, as sequências *forward* e *reverse* foram congregadas.

Uma vez reunidas, as sequências consenso foram verificadas no banco de dados do *GenBank* usando a ferramenta BLAST (<http://blast.ncbi.nlm.nih.gov/>) e sua identidade de pares foi registrada. Todas as sequências de consenso geradas neste estudo serão disponibilizadas posteriormente no *GenBank*. Da mesma base de dados, também foram obtidas sequências adicionais de espécies de interesse para utilização na rodagem das árvores. As sequências foram inicialmente editadas no software BioEdit (Hall 1999) e alinhadas utilizando o servidor online MAFFT e, quando necessário, ajustadas manualmente. Sequências de espécies de interesse disponíveis no GenBank foram adicionadas à base de dados.

As matrizes de cada região foram alinhadas utilizando o software MAFFT v. 7 com estratégia E-INS-i sem custo para abertura de gaps e com igual custo para as transformações (linha de comando: `mafft – genafpair --maxiterate 1000`) (Katoh & Standley 2013) e visualizadas e editadas no software BioEdit (Hall 1999). Todas as sequências do GenBank utilizadas neste estudo são listadas no anexo B. Posteriormente, as matrizes de cada região foram concatenadas para posteriores análises filogenéticas. As análises filogenéticas foram conduzidas através de do método de Máxima Verossimilhança no software PhyML (Guindon & Gascuel 2003) e inferência Bayesiana (IB) no software MrBayes v.3.2.6 (Ronquist *et al.* 2012). Os modelos evolutivos foram inferidos com o software jModelTest 2.c1.4 (Darriba *et al.* 2012). Os grupos externos foram selecionados de acordo com o conjunto de espécies utilizados em cada artigo redigido.

3.11.2 Análises filogenéticas

Diferentes modelos de substituição de nucleotídeos foram especificados para cada fragmento baseado no Critério de Informação Akaike Corrigido (AICc), gerado em jModeltest v.2.1.4 (Darriba *et al.* 2012). As amostragens de árvores e parâmetros foram realizadas utilizando quatro séries independentes de Monte Carlo em cadeia de Monte Carlo (MCMC), cada uma a partir de árvores aleatórias e com quatro cadeias independentes simultâneas (uma fria e três aquecidas). As análises foram realizadas por 20 milhões de gerações, amostradas a cada milésima geração. A convergência das corridas foi avaliada garantindo que o desvio das frequências divididas apresentasse valor menor a 0,01. O programa Tracer v.1.6 (Rambaut *et al.* 2014) foi utilizado para verificar se as cadeias de Markov haviam atingido a estacionariedade, examinando os valores efetivos de tamanho da amostra e

determinando o número correto de gerações a serem descartadas para as análises. Os primeiros 10% das árvores amostradas foram descartadas, enquanto os restantes foram usados para reconstruir uma árvore de consenso de maioria do 50%. A robustez do clado foi expressa como probabilidade posterior (PP). O conjunto de dados foi analisado também usando máxima verossimilhança (ML) dentro do contexto de homologia estática. Pesquisas de árvores foram realizadas usando a implementação paralela do GARLI (versão 2.0; Zwickl 2006–2011). Para cada modelo de partição e modelo de substituição selecionado, foi realizado um total de 1 000 repetições de busca independentes, mantendo os outros parâmetros no *status* padrão do arquivo de configuração GARLI. As frequências de bootstrap (BS) foram calculadas a partir de 1000 análises de pseudo-réplicas usando parâmetros de pesquisa padrão. Os resultados do BS foram compilados usando SUMTREES (v.3.1.0; Sukumaran & Holder 2010). Todas as análises filogenéticas foram realizadas remotamente através da plataforma CIPRES (Miller *et al.* 2010) e da plataforma phylogeny.fr.



RESULTADOS E DISCUSSÃO

4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1 ANÁLISE MORFOLÓGICA

Durante o desenvolvimento deste estudo, foram coletados 107 espécimes; desse total, 72 pertencem ao grupo dos trametoides (o que corresponde a 67,2% dos espécimes coletados). Junto com os materiais coletados, foram examinados 87 materiais oriundos de coletas de outros pesquisadores e 214 materiais depositados em herbários sendo que desse total 178 materiais foram revisados a partir de exsicatas do Herbário SP (detalhado no capítulo 2) e 36 oriundos de outros herbários (Tabela 5), todos provenientes do ecossistema da Mata Atlântica das regiões sul e sudeste do Brasil.

Com base na evidência morfológica (reiterada e ratificada pelas técnicas de biologia molecular, posteriormente), os espécimes estudados durante este trabalho pertencentes ao grupo dos políporos trametoides então distribuídos em sete gêneros e 19 espécies (Tabela 6).

Parte do estudo morfológico e taxonômico foi abarcado no trabalho intitulado *Fungos trametoides (Polyporaceae, Basidiomycota) do Parque Estadual das Fontes do Ipiranga, São Paulo, Estado de São Paulo, Brasil* em que quinze espécies pertencentes a seis gêneros foram identificadas a partir da análise da macro e micromorfologia cuja descrição detalhada, ilustrações e comentários sobre morfologia e distribuição destas espécies é fornecida no capítulo 2, referente ao artigo publicado em Hoehnea. Assim, a ocorrência das espécies *Datronia mollis* (Sommerf.) Donk [citada como *Podofomes mollis* (Sommerf.) Gorjón], *Datronia stereoides* (Fr.) Ryvarden [citada como *Podofomes stereoides* (Fr.) Gorjón], *Trametes decipiens* Bres., *T. lactinea* (Berk.) Sacc. e *T. ochracea* (Pers.) Gilb. & Ryvarden foi documentada para o Parque Estadual das Fontes do Ipiranga, um importante fragmento de Mata Atlântica no município de São Paulo (SP); desse modo, são táxons que não entram na discussão e nem são descritos no capítulo 3 (visto que são espécies que não foram coletadas em outras localidades, se não no PEFI).

Infelizmente não foi possível obter sequências gênicas destes táxons e incluí-los nas análises filogenéticas.

Tabela 5. Materiais de herbário revisados de políporos trametoides do ecossistema da Mata Atlântica das regiões sul e sudeste do Brasil.

ESPÉCIE	MATERIAL EXAMINADO
<i>Coriolopsis caperata</i>	CESJ 17190 CESJ 17203 CESJ 17031
<i>Earliella scabrosa</i>	CESJ 16941
<i>Hexagonia papyracea</i>	CESJ 16926 CESJ 16273 CESJ 16267
<i>Trametes cubensis</i>	CESJ 17033
<i>Trametes elegans</i>	FLOR 11336 FLOR 32106 FLOR 32109 FLOR 32114
<i>Trametes hirsuta</i>	ICN 175204 ICN 154747 ICN 154911
<i>Trametes maxima</i>	ICN 175324 ICN 175297
<i>Trametes membranacea</i>	ICN 154826 ICN 175197 ICN 154824 FLOR 52872
<i>Trametes polyzona</i>	ICN 154898 FLOR 66348
<i>Trametes variegata</i>	FLOR 52926
<i>Trametes versicolor</i>	CESJ 17028 ICN 174253 ICN 154769 ICN 154772 FLOR 67341 FLOR 67342 CESJ 12323
<i>Trametes villosa</i>	ICN 175180 ICN 154130 CN 175160 FLOR 49068 FLOR 49779

Tabela 6. Espécies identificadas como pertencentes ao grupo de políporos trametoides no ecossistema da Mata Atlântica das regiões sul e sudeste do Brasil.

ESPÉCIE	Localidade	Nº De Espécimes
<i>Coriolopsis caperata</i>	SP, SC, PR	8
<i>Coriolopsis rigida</i>	SP, RS	13
<i>Earliella scabrosa</i>	SP, RS	1
<i>Hexagonia papyracea</i>	SP, PR	9
<i>Hexagonia hidnoides</i>	SP, SC, PR	5
<i>Podofomes mollis</i>	SP	2
<i>Podofomes stereoides</i>	SP	2
<i>Pycnoporus sanguineus</i>	SP, SC, PR, RS	18
<i>Trametes cubensis</i>	SP	3
<i>Trametes decipiens</i>	SP	1
<i>Trametes elegans</i>	SP, SC	13
<i>Trametes hirsuta</i>	SP, RS	6
<i>Trametes lactinea</i>	SP	1
<i>Trametes membranacea</i>	SP, SC, RS	11
<i>Trametes neovillosa</i>	SP, RS	7
<i>Trametes ochracea</i>	SP	1
<i>Trametes polyzona</i>	SP	3
<i>Trametes versicolor</i>	RS	1
<i>Trametes villosa</i>	SP, RS	13

4.2. ANÁLISES MOLECULARES

Um total de 159 espécimes foram submetidos a extração de DNA (desses, 72 materiais são oriundos de coletas e 87 são materiais oriundos de outros pesquisadores e 52 materiais de herbário), resultando em 158 sequências obtidas.

De todos os espécimes com DNA extraído, 102 espécimes tiveram sucesso na amplificação de, pelo menos, uma das quatro regiões originalmente escolhidas para este trabalho. No total, obtiveram-se as sequências de 59 espécies diferentes.

4.2.2. Análises filogenéticas

Para o desenvolvimento deste estudo, foram utilizadas 47 sequências da região ITS e 39 sequências da região LSU. Pelo fato da baixa amostragem de sequências da região *tef1-a* e *RPB2* essas sequências não foram utilizadas nas análises filogenéticas. Além disso, 27 sequências da região ITS e 22 sequências da região LSU foram recuperadas do *GenBank* (www.ncbi.nlm.nih.gov/genbank/). As sequências recuperadas do *GenBank* são apresentadas no Apêndice A. Das sequências de ITS recuperadas do *GenBank*, apenas uma é proveniente de amostras brasileiras e das sequências da região 28S, nenhuma é proveniente de amostras brasileiras.

Para o desenvolvimento dos resultados gerais, sobretudo acerca da filogenia do grupo, será apresentada uma filogenia geral, apesar de menos refinada, para preliminarmente tratar a disposição dos táxons na árvore com o propósito de que determinadas conjecturas iniciais possam ser discutidas. Uma análise aprofundada será apresentada no capítulo 3.

A seguir (Figura 17) a topologia da árvore filogenética (de máxima verossimilhança, nrITS) mostra que as espécies estudadas se distribuem polifileticamente. O propósito desta matriz foi gerar uma filogenia abrangente para revisar e testar a posição filogenética dos espécimes brasileiros coletados na região sul e sudeste da Mata Atlântica Brasileira.

RESULTADOS E DISCUSSÃO

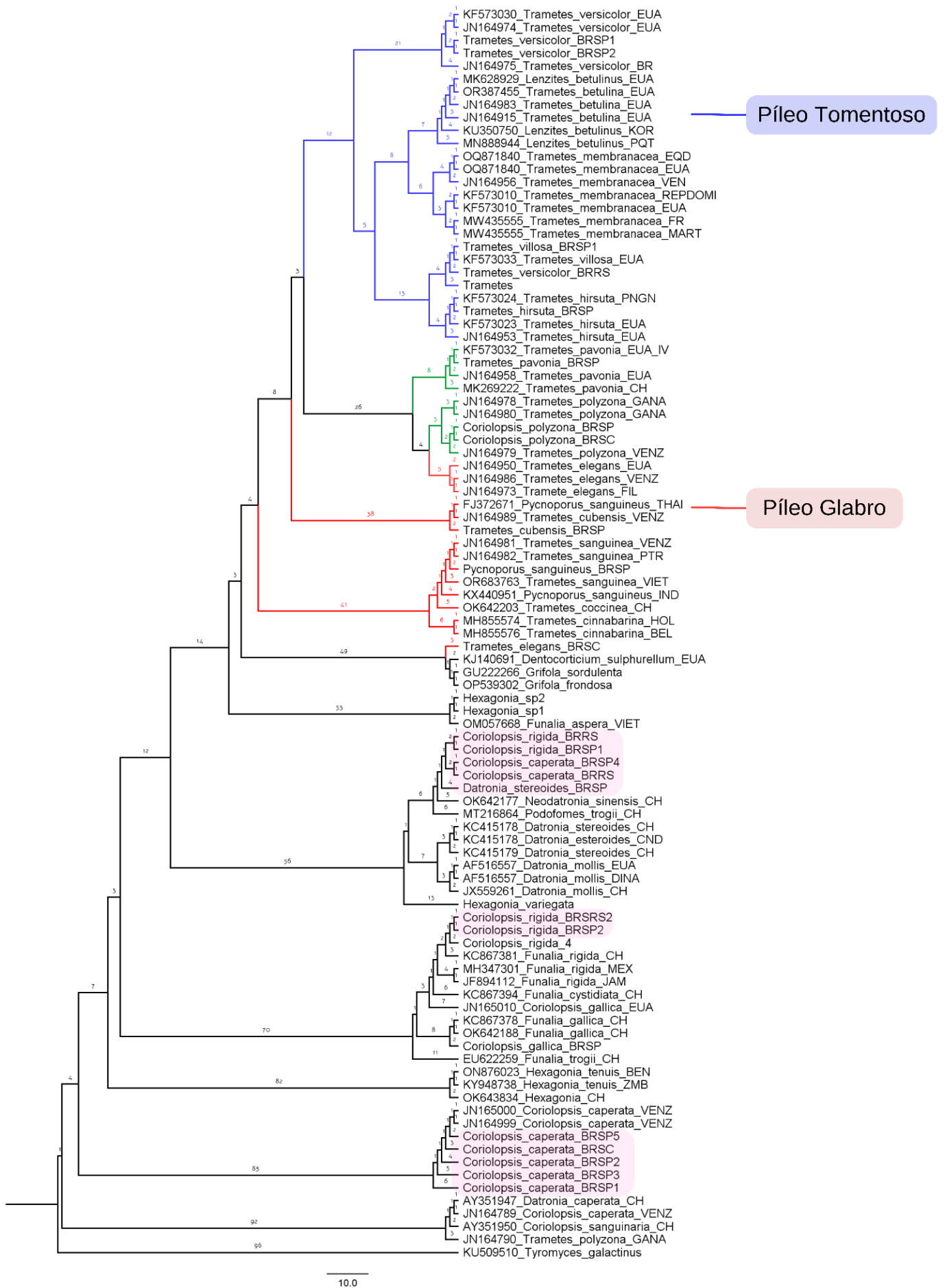


Figura 17: Árvore filogenética da região nrITS gerada por análise de Máxima Verossimilhança incluindo novas sequências geradas neste trabalho e alinhadas com sequências disponíveis no GenBank. Códigos se referem a sequências obtidas junto ao GenBank ou neste presente estudo e as sequências geradas neste estudo tem o sufixo BR mais o sufixo da localidade - SP para São Paulo, SC para Santa Catarina e RS para Rio Grande do Sul.

Para melhor apresentação visual, a árvore filogenética outrora apresentada será segmentada em duas partes para possibilitar um recorte analítico mais objetivo. Essa divisão será feita individualizando dois grandes clados, *Trametes* e *Coriolopsis*, pois são grupos amplamente amostrados na filogenia.

i) *Trametes*

Nesta topologia, o relacionamento filogenético das espécies de *Trametes* foi testado dentro do clado reconhecido aqui como *Trametoide* (sensu Justo e Hibbett 2011).

RESULTADOS E DISCUSSÃO

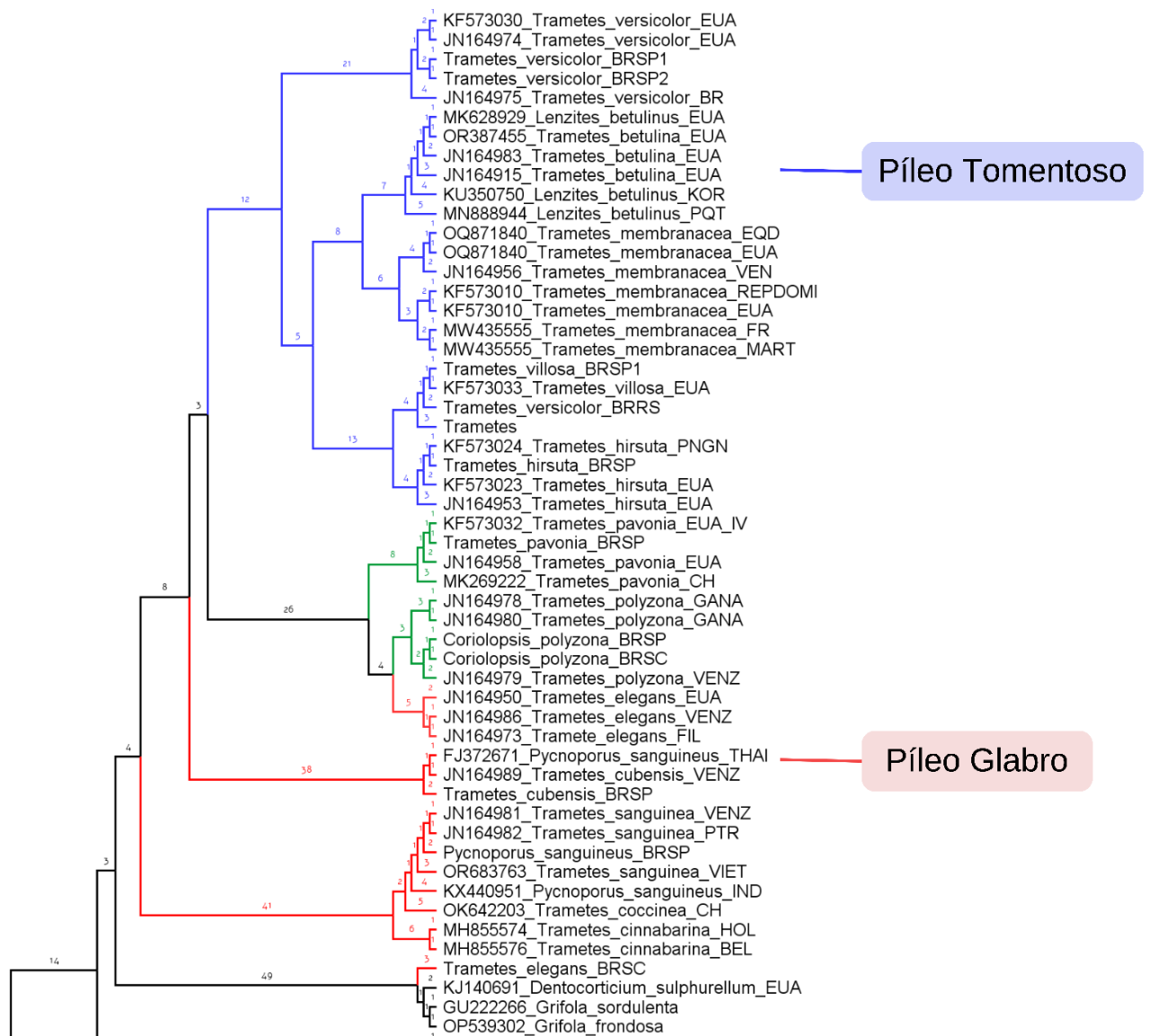


Figura 18: Recorte do Clado Trametoide - oriundo da árvore filogenética da região nrITS gerada por análise de Máxima Verossimilhança incluindo novas sequências geradas neste trabalho e alinhadas com sequências disponíveis no GenBank. Códigos se referem a sequências obtidas junto ao *GenBank* ou neste presente estudo e as sequências geradas neste estudo tem o sufixo BR mais o sufixo da localidade - SP para São Paulo e SC para Santa Catarina.

Os resultados mostraram que dentro do core de *Trametes* (clado central) foram formados dois clados: um deles abrange espécies com píleo tomentoso (destacado pela cor azul dos ramos), tais como *T. villosa*, *T. hirsuta*, *T. versicolor* e outro com espécies de píleo glabro, como *T. cubensis* e *T. elegans* (destacado pela cor vermelha dos ramos), além de *Pycnoporus sanguineus*, que também possui essa característica. Assim, essa espécie deve ser considerada uma espécie de *Trametes*.

É possível observar que *Coriolopsis polyzona*, a espécie-tipo do gênero *Coriolopsis*, é na verdade uma espécie de *Trametes*, já que cai junto do core trametes e se agrupa próxima a *T. neovillosa*.

Trametes é um gênero que compreende cerca de 50 espécies aceitas de acordo com Kirk *et al.* (2008) embora haja 195 espécies aceitas no banco de dados *Index Fungorum* (<https://www.indexfungorum.org>). Morfologicamente, é caracterizado por possuir basidiomas pileados, himenóforo poroide, sistema hifal trimitico, basidiósporos de parede fina e lisa, que não reagem na presença do reagente de Melzer (não dextrinoides e não amiloides), sem cystídios himeniais ou elementos estéreis, e que são causadores da podridão branca na madeira (Gilbertson & Ryvarden, 1987). É um gênero cosmopolita presente em praticamente qualquer tipo de ecossistema florestal, seja em localidades de clima temperado ou tropical (Gilbertson & Ryvarden, 1987) devido ao seu sucesso em colonizar todos os tipos florestais e sua capacidade de crescer em ambientes perturbados; é muito comum o registro de sua ocorrência em *check list* de diversidade da funga; no Brasil, é lugar comum o registro de pelo menos uma espécie de *Trametes* em listas de diversidade, inclusive em áreas antropizadas.

Para se ter uma ideia da ampla distribuição e importância ecológica das espécies de *Trametes*, os bancos de dados do USDA (<http://nt.ars-grin.gov/fungalatabases/fungushost/FungusHost.cfm>) registram atualmente 295 espécies de plantas (tanto angiospermas quanto coníferas) nas quais o táxon *Trametes versicolor* foi registrada.

Embora o conceito de atual de *Trametes* seja amplamente aceito (Ryvarden, 1991; Ryvarden & Gilbertson, 1994; Bernicchia, 2005), ele não é o único que foi proposto - Corner (1989) tinha um conceito mais amplo que sinonimizava em *Trametes* outros 15 gêneros de Polyporales com sistemas hifais trimiticos, incluindo táxons com basidiomas estipitados (por exemplo, *Microporus*) e gêneros que causam podridão marrom (a saber, *Daedalea* e *Fomitopsis*); Ryvarden (1991) definiu *Trametes* pela combinação do sistema hifal trimitico e tipo de podridão branca e, assim, incluiu todos os gêneros sinonimizados por Corner (1989) - com exceção dos gêneros de podridão marrom *Daedalea* e *Fomitopsis* e o estipitado *Lignosus* - além de alguns gêneros não considerados por aquele autor como *Cryptoporus*, *Elmerina* e *Fomitella*.

Conceitos conflitantes sobre os limites do gênero e a falta de características morfológicas diagnósticas para táxons trimíticos em Polyporales resultaram em um grande número de combinações nomenclaturais no gênero (Justo & Hibbett 2011).

ii) *Coriopsis*

Pela topologia, é possível observar que *Coriopsis caperata* forma um clado relacionado com *Datronia* (em rosa). Pode-se destacar também que três espécimes de *Coriopsis rigida*, oriundas deste presente trabalho, estão proximamente relacionadas a um táxons da China.

RESULTADOS E DISCUSSÃO

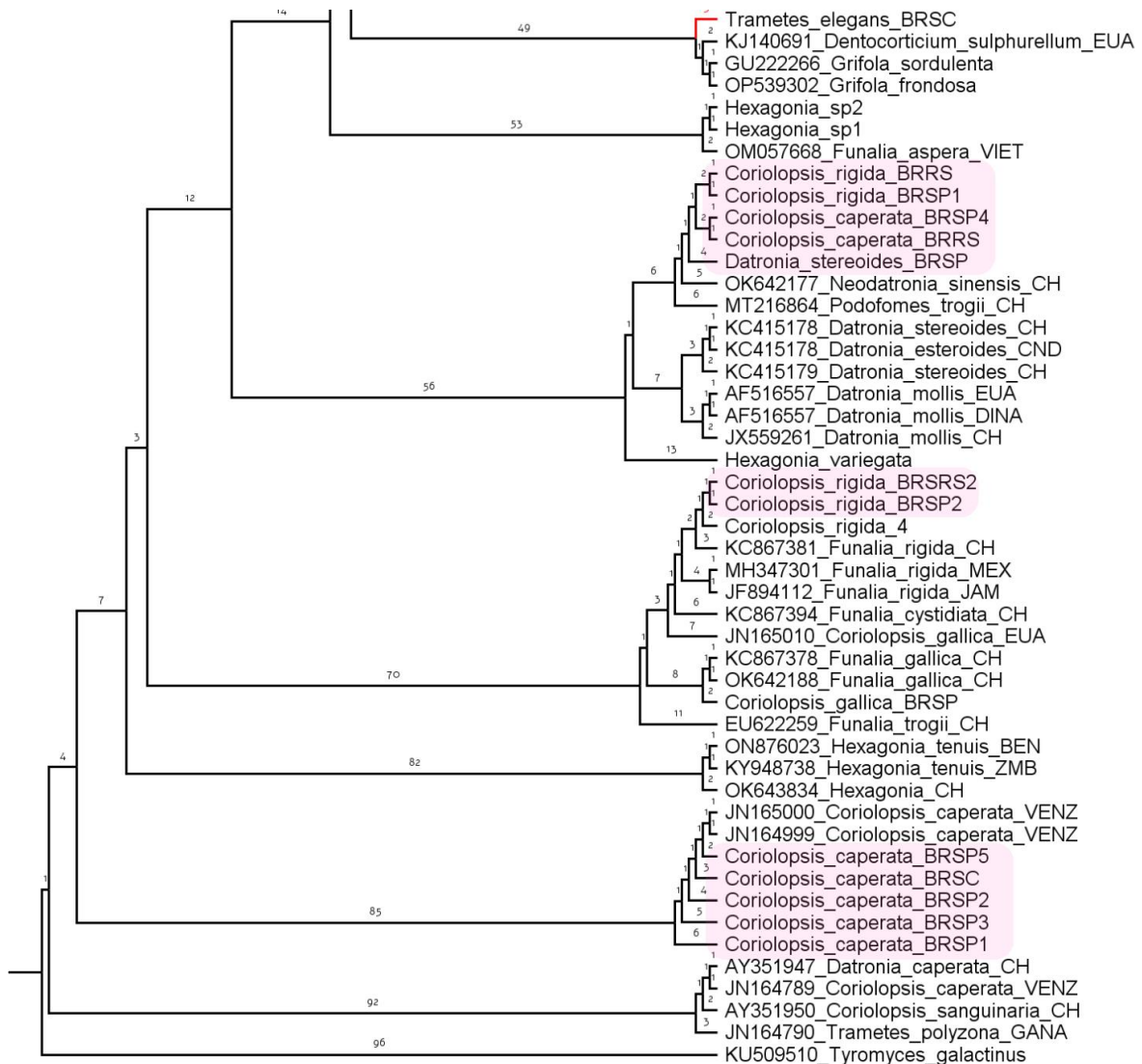


Figura 19: Recorte do Clado que abarca os gêneros *Corioloopsis*, *Datronia* e *Funalia* - oriundo da árvore filogenética da região nrITS gerada por análise de Máxima Verossimilhança incluindo novas sequências geradas neste trabalho e alinhadas com sequências disponíveis no GenBank. Códigos se referem a sequências obtidas junto ao GenBank ou neste presente estudo (as sequências geradas neste estudo tem o sufixo BR).

Corioloopsis rigida é polifilético; é uma espécie considerada sinônimo de *C. floccosa* (<http://www.indexfungorum.org>) mas, apesar disso, diante os resultados é possível sugerir que esses táxons não são sinônimos. Os argumentos para essa hipótese é i) um clado *Funalia*, formado por clados inclusivo que abarcam *F. gallica* e *F. trogii*, são separados do subclado que abarca essa espécie (neste momento tratado como *C. rigida*), fato que indica que esse táxon possa ser incluído em *Funalia*, ii) O material da China se separa dos demais táxons dessa espécie e os materiais brasileiros se agrupam em dois clados distintos.

De acordo com Justo e Hibbett (2011), o gênero *Coriolopsis* é considerado polifilético com pelo menos três linhagens independentes que ocorrem no Core de Poliporoide: uma que ocorre no clado trametes, que incluiu a espécie-tipo do gênero, *Coriolopsis polyzona* (em outras palavras o gênero torna-se sinônimo de *Trametes*), como outrora discutido, outra no clado *Ganoderma*, em que estão ali incluídas *C. byrsina* e *C. caperata* e uma terceira linhagem incluída no clado *Lentinus* com *Coriolopsis gallica* relacionada a *C. trogii* (= *Trametes trogii*).

Morfologicamente, os táxons que eram abarcados dentro do que se chamava *Coriolopsis* é caracterizado pelos basidiomas anuais, pileados ou sésseis com grande variação na coloração, sistema hifal é trimitico com hifas generativas fibuladas, cistídios ausentes e basidiósporos cilíndricos a oblongo-elipsoides, lisos, de parede fina, hialinos a marrom claro e não amiloides (Ryvarden & Johansen 1980, Ryvarden 1991, Ryvarden & Gilbertson 1993). Sete espécies do eu outrora era chamado de *Coriolopsis* foram relatadas no Brasil: *C. aspera* (Jungh.) Teng, *C. badia* (Berk.) Murrill, *C. burchellii* (Berk. ex Cooke) Ryvarden, *C. byrsina*, *C. caperata*, *C. rigida* e *C. gallica* (Fr.) Ryvarden (Ryvarden 1988, Gugliotta & Abrahão 2011). São táxons cosmopolitas, embora várias espécies sejam restritas às zonas temperadas ou tropicais (Ryvarden & Johansen 1980, Ryvarden & Gilbertson 1993, Núñez & Ryvarden 2001, Dai 2011, Dai *et al.* 2011).

4.3. ARTIGOS

A seguir são apresentados três capítulos referentes aos artigos elaborados, dois dos quais já publicados. Os artigos são:

Capítulo I. *Trametes neovillosa* (Polyporaceae), a new name for the later homonym *Trametes pavonia* (Hook.) Ryvarden

Capítulo II. Fungos trametoides (Polyporaceae, Basidiomycota) do Parque Estadual das Fontes do Ipiranga, São Paulo, Estado de São Paulo, Brasil.

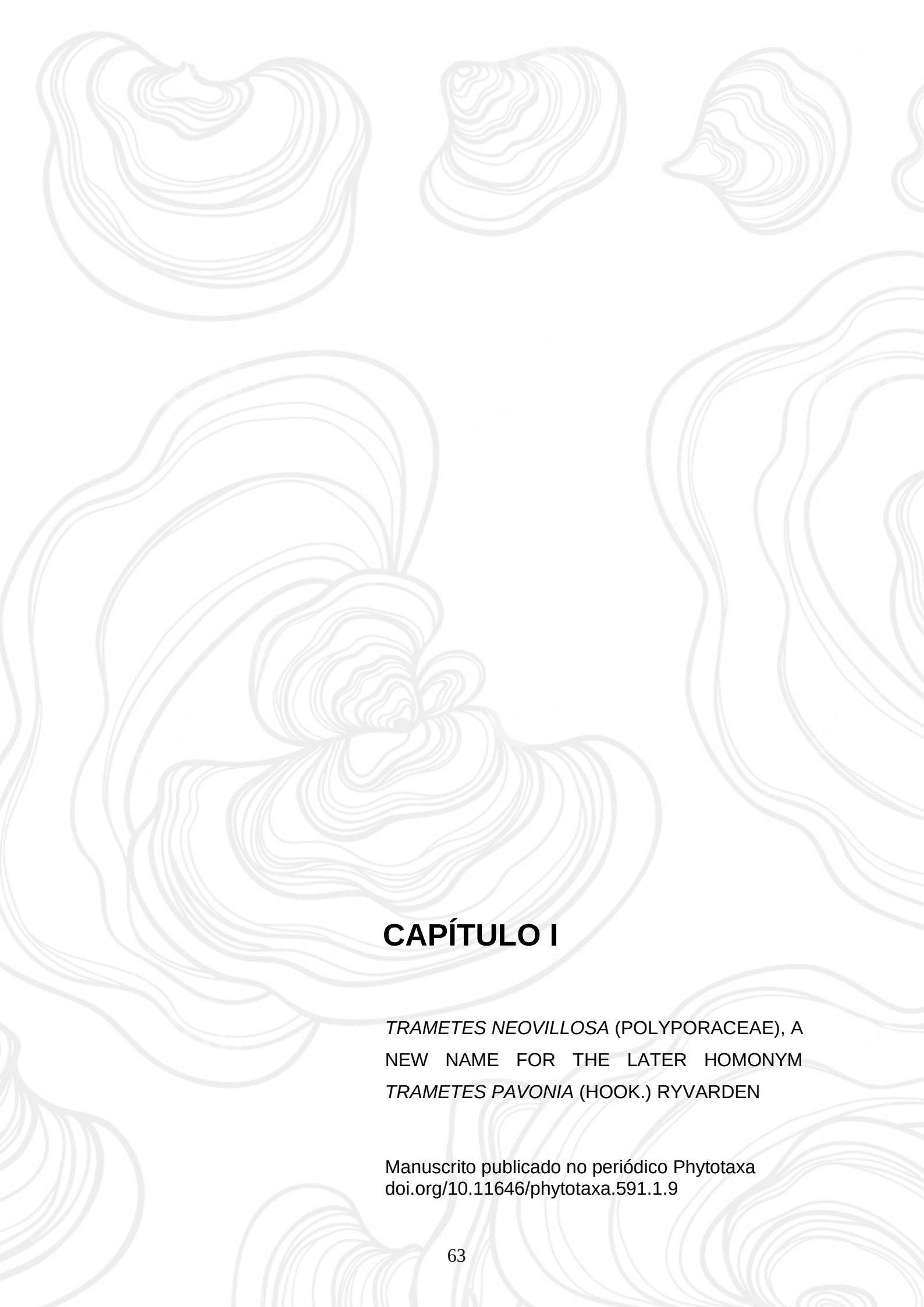
Capítulo III. Cada táxon no seu galho! Diversidade morfológica e genética em políporos trametoides: Qual a posição filogenética dos táxons da Mata Atlântica do sul e sudeste do Brasil?

Fotografias coloridas das espécies identificadas são apresentadas no **Anexo A**.

Sequências do *Genbank* utilizadas nas filogenias são apresentadas no **Anexo B**.

Guia de campos dos políporos trametoides é apresentado no **Anexo C**.

Glossário em que foram elencados e definidos alguns termos técnicos e conceitos que não foram explicados ao longo do texto é apresentado no **Anexo D**.



CAPÍTULO I

TRAMETES NEOVILLOSA (POLYPORACEAE), A
NEW NAME FOR THE LATER HOMONYM
TRAMETES PAVONIA (HOOK.) RYVARDEN

Manuscrito publicado no periódico Phytotaxa
doi.org/10.11646/phytotaxa.591.1.9

***Trametes neovillosa* (Polyporaceae), a new name for the later homonym *Trametes pavonia* (Hook.) Ryvarden**

MARIANA FERNANDES^{1,2*} & ADRIANA DE MELLO GUGLIOTTA^{1,3}

¹ Instituto de Pesquisas Ambientais, Av. Miguel Stéfano 3687, CEP 04301-902 São Paulo, SP, Brasil

² pirucasp@gmail.com; <https://orcid.org/0000-0003-4610-5599>

³ agugliotta@sp.gov.br; <https://orcid.org/0000-0002-0241-7825>

* Author for correspondence: pirucasp@gmail.com

The genus *Trametes* Fr. (1836:488) (Polyporales, Basidiomycota) is an important group in *Polyporaceae* comprising wood- decay fungi distributed across almost all continents and major climatic zones (Gilbertson & Ryvarden 1987, Ryvarden 1991). Species of *Trametes* are characterized by a pileate basidioma, poroid hymenophore, trimitic hyphal system, and non- amyloid thin-walled basidiospores (Gilbertson & Ryvarden 1987, Carlson *et al.* 2014).

Trametes pavonia (Hook.) Ryvarden (1972:236) is a species that occurs from tropical America to northern Argentina (Ryvarden 2016) and was described by Hooker (1822) as *Boletus pavonius* Hook. (1822:477), from Colombia. On the other hand, *Daedalea pavonia* Berk. (1847:507) was described as new from Sri Lanka by Berkeley (1847). Later, Fries (1851) transferred this taxon to *Trametes*, introducing the binomial *Trametes pavonia* (Berk.) Fr. (1851:20).

Ryvarden (1972) transferred *Boletus pavonius sensu* Hooker to *Trametes*, but *T. pavonia* (Hook.) Ryvarden is illegitimate according to the Article 53.1 of the ICN (Turland *et al.* 2018), since it is a later homonym of *Trametes pavonia* (Berk.) Fr. *Trametes pavonia sensu* Berkeley differs from *Trametes pavonia sensu* Hooker mainly by hymenophore, which is regularly poroid in the latter, and often with sinuous pores to daedaleoid or even lamellate in the former (Ryvarden, 2016). Therefore, a new name for *T. pavonia* (Hook.) Ryvarden is proposed here.

It is important to emphasize that Murrill (1904) transferred *Boletus pavonius* to *Cyclomyctella* Murrill (1904:422), whose description referred to taxa with hymenial surface with polygonal pores that become concentrically elongated. Thus, *Boletus pavonius* is renamed *Cyclomyctella pavonia* Murrill (1904:423). However, *Cyclomyctella* has been considered synonym of *Trametes* (Justo & Hibbett 2011, Ryvarden 2016) because, phylogenetically, they belong to the same clade (Justo & Hibbett 2011).

Taxonomic treatment

Trametes neovillosa Fernandes & Gugliotta, **nom. nov.** Basionym: *Boletus pavonius* Hook., Synopsis Plantarum 1: 10, 1822.

MycoBank No.: MB 842811

Replaced name—*Trametes pavonia* (Hook.) Ryvarden. Norw. J. Bot. 19:237, 1972, **nom. illeg.**, **non** *Trametes pavonia* (Berk.) Fr., Nova Acta Regiae Societatis Scientiarum Upsaliensis Ser. 3, 1: 98, 1851.

Etymology:—*Neo* means new in Latin. The name refers to morphological similarity of this species to *Trametes villosa* (Sw.) Kreisel (1971:83).

Notes:—*Trametes neovillosa* is characterized by the dimidiate to flabelliform basidiomata, upper surface persistently tomentose and concentrically zoned; hymenial surface white to pale ochraceous with circular pores, 5–6 per mm; the basidiospores are hyaline, ellipsoid, $5.1\text{--}6.0 \times 3.2\text{--}4.1 \mu\text{m}$.

Morphologically, *Trametes neovillosa* is similar to *T. villosa* (described from Jamaica), that also has dimidiate to flabelliform basidiomata and upper surface persistently tomentose and concentrically zoned. However, *T. villosa* has the hymenial surface white to cream, with age becoming brown to pale brown, with angular and often slightly elongated radially pores, 1–3 per mm (larger than *Trametes neovillosa*), and larger cylindrical basidiospores, $4.8\text{--}7.1 \times 2.3\text{--}3.3 \mu\text{m}$.

T. pavonia ($\equiv$ *Daedalea pavonia*) has been considered a synonym of *Trametes elegans* Spreng. (Fr.) (1838:492) (Ryvarden, 1977, Zmitrovich *et al.* 2012). According to Ryvarden (2016), *Trametes elegans* and *T. neovillosa* (as *T. pavonia*) are widespread and common in tropical America. Morphologically, these species can be easily distinguished, mainly by the arrangement of the hymenophore, which is strictly poroid in *T. neovillosa* and often lamellate or, sometimes, with sinuous pores to daedaleoid in *T. elegans*. Furthermore, the distinction of *T. neovillosa* and *T. elegans* has been confirmed by phylogenetic data (Justo & Hibbett 2011, Carlson *et al.* 2014, Olou *et al.* 2020).

Recent studies indicate that *Trametes elegans* is a polyphyletic group including at least four different species (Justo & Hibbett 2011, Carlson *et al.* 2014, Olou *et al.* 2020). According to Carlson *et al.* (2014), although no clear segregation of morphological characters among these species was observed, geographical distributions are correlated with phylogenetic relationships. They recovered three lineages, named *T. elegans* I, *T. elegans* II and *T. elegans* III. *T. elegans* II is widely distributed in Central and South America and the Caribbean region with only one isolated from southeastern Asia (Philippines). *Trametes elegans* originally was described from Guadeloupe (Fries 1821), therefore this clade was considered the true *Trametes elegans*. *T. elegans* I occurs exclusively in continental USA, and *Trametes aesculi* (Fr.) Justo (2014:744) was the name proposed for a member of this complex from continental USA. *T. elegans* III is predominant in southeastern Asia and Oceania with only one isolated from South America (Venezuela); the name adopted for this clade was *Trametes repanda* (Pers.) Justo (2014:744), described from Rawak Island (Western Papua, Indonesia). Recently, the name *Trametes palisotii* (Fr.) Imazeki (1952:57) was re-established for the species previously known as *T. elegans* in tropical Africa (Olou *et al.* 2020).

Therefore, these data suggest that *Daedalea pavonia*, described from Sri Lanka, probably doesn't even belong to *Trametes elegans sensu stricto*, and further studies may clarify if *Daedalea pavonia* could represent another species in the genus or be a synonym of *T. repanda*.

The examined specimens of *T. elegans* from South America are characterized by basidiomata annual, sessile, with a short base in the substrate insertion point, dimidiate to flabelliform; the upper surface is glabrous and the hymenial surface is lamellate or sometimes with daedaleoid pores. The basidiospores are cylindrical, hyaline, smooth and thin-walled, with dimensions ranging from $5.5\text{--}7.0 \times 3.1\text{--}3.5 \mu\text{m}$.

Although illegitimate, *Trametes pavonia* has been frequently used in taxonomic works and in the diversity checklist for Tropical America (Baltazar & Gibertoni 2009, Gomes-Silva *et al.* 2010, Lombana-Alvarez *et al.* 2016, Ryvarden 2016, Leonardo-Silva *et al.* 2020). Full description of *Trametes neovillosa* is provided by Fidalgo & Fidalgo [1966, as *Coriolus pavonius* (Hook.) Murrill (1907:25)] and Ryvarden (2016, as *Trametes pavonia*).

Material examined:—*Trametes neovillosa*—BRASIL. Amazonas: Ponta Negra, January 1963, Eiten, G., Eiten, I.T. & Felipe G.M. (SP71447!); São Paulo: Cananéia, Ilha do Cardoso. February 1987, Capelari, M.; R.I.K. Maziero & Castro, M.I.S.M.C. (SP211784!); São Paulo: Mogi-Guaçu, Fazenda Campininha, March 1993, Capelari, M.; okino, I.K.; Gugliotta, A.M. & Dialetachi, I.I.G. (SP250902!); São Paulo: Parque Estadual Fontes do Ipiranga, February 2020, Gugliotta, A.M. & Westphalen, M. (SP513094!). PERU. La Merced, Junín, March 1968, Pavlich, M. (SP102150!). VENEZUELA. Bolívar, Hato la Vergareña, October 1954, Wurdack, J.J. & Guppy, N.G.I. (SP107596!).

Material additional examined:—*Trametes elegans*—BRASIL. São Paulo: São Paulo, mata da USP, November 1989, Fonseca, M.P. (SP250685!); São Paulo: Itapequerica da Serra, March 1997, Gugliotta, A.M. & Capelari, M. (SP251208!); São Paulo: São Paulo, Parque Estadual da Cantareira, Núcleo Engordador, March 2012, Motato-vásquez, v. (SP445399!). COLOMBIA. Caño Unguyá: Vaupes, Rio Apopovis, September 1952, Fidalgo, M.E.P.K. (SP62134!). PERU. Dept. Loreto: Prov. Ucayli, March 1966, Fidalgo, M.E.P.K. (SP102172!). *Trametes villosa*—BRASIL. São Paulo: São Paulo, mata da USP, January 1991, Fonseca, M.P. (SP250673!); São Paulo: São Paulo. Parque Estadual Fontes do Ipiranga, November 1997, Gugliotta, A.M. & Roberto, A.F. (SP251231!); São Paulo: São Paulo, Parque Estadual da Cantareira, Núcleo Engordador, November 2012, Motato-vásquez, v. (SP445627!). JAMAICA. Ravine Montagne Flora of Marie Galante, May 1960, Proctor, G.R. (SP94878!).

Acknowledgements

We are grateful to Coordenação de Aperfeiçoamento Pessoal de Nível Superior (CAPES/Brazil) and Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de São Paulo (FAPESP/Brazil; grant 2017/50341-0) for financial support.

References

- Baltazar, J.M. & Gibertoni, T.B. (2009) A checklist of the aphylloroid fungi (Basidiomycota) recorded from the Brazilian Atlantic Forest. *Mycotaxon* 109: 439–442.
<https://doi.org/10.5248/109.439>
- Berkeley, M.J. (1847) Decades of fungi. Decade XV–XIX. Ceylon fungi. *London Journal of Botany* 6: 479–514.
- Carlson, A.L., Justo, A. & Hibbett, D.S. (2014) Species delimitation in *Trametes*: a comparison of ITS, RPB1, RPB2 and TEF1 gene phylogenies. *Mycologia* 106: 735–745.
<https://doi.org/10.3852/13-275>
- Fidalgo, O. & Fidalgo, M.E.P.K. (1966) Polyporaceae from Trinidad and Tobago. *Mycologia* 58 (6): 862–904.
- Fries, E.M. (1821) *Systema Mycologicum I*. Ex Officina Berlingiana, Lund and Greifswald, 520 pp.
- Fries, E.M. (1838) *Epicrisis Systematis Mycologici seu Synopsis Hymenomycetum*. Typographia Academica, Uppsala, 612 pp.
- Fries, E.M. (1851) Novae symbolae mycologicae, in peregrinis terris a botanicis Danicis collectae. *Nova Acta Societatis Regiae Scientiarum Upsaliensis* Ser. 3 1:17–136.
- Gilbertson, R.L. & Ryvarden, L. (1987) North American polypores: Megasporoporia – Wrightoporia. *Fungiflora* 2: 434–885.
- Gomes-Silva, A.C., Ryvarden, L. & Gibertoni, T.B. (2010) Notes on *Trametes* from the Brazilian Amazonian. *Mycotaxon* 113: 61–71. <https://doi.org/10.5248/113.61>
- Hooker, W.J. (1822) Fungi. In: Kunth, C.S. (Ed.) *Synopsis Plantarum Quas in Itinere ad Plagam Aequinoctialem orbis Novi, Collegerunt Al. de Humboldt et Am. Bonpland*. Levrault, Paris, pp. 7–13.
- Hooker, W.J. (1847) Figures and descriptions of such plants as recommend themselves by their novelty, rarity, history, or uses. *London Journal of Botany* 6: 507.
- Imazeki, R. (1952) A contribution to the fungous flora of Dutch New Guinea. *Bulletin Forest Experimental Station of the Meguro* 57: 87–128.
- Justo, A. & Hibbett, D.S. (2011) Phylogenetic classification of *Trametes* (Basidiomycota, Polyporales) based on a five-marker dataset. *Taxon* 60: 1567–1583.
<https://doi.org/10.1002/tax.606003>
- Kreisel, H. (1971) Clave para la identificación de los macromicetos de Cuba. *Ciências – Série Ciências Biológicas* 16: 1–101.
- Leonardo-Silva, L., Silva, L.B. & Xavier-Santos, S.L. (2020) Poroid fungi (Agaricomycetes, Basidiomycota) from Floresta Nacional de Silvânia – a conservation unit of Brazilian Savanna. *Microbial Biosystems* 5 (1): 100–107.
<http://doi.org/10.21608/MB.2020.32419.1015>
- Lombana-Alvarez, P., Monterroza-Álvarez, J.A., Chamorro-Quiroz, L.F., Franco-Molano, A.E. & Payares-Díaz, I.R. (2016) Nuevos registros de macromicetos para Colombia. *Actualidades Biológicas* 38 (105): 181–189.
<https://doi.org/10.17533/udea.acbi.v38n105a05>

- Murrill, W.A. (1904) The Polyporaceae of North America VIII. Hapalopilus, Pycnoporus and new monotypic genera. *Bulletin of the Torrey Botanical Club* 31: 415–428.
- Murrill, W.A. (1907) Agaricales – Polyporaceae, Agaricaceae. *North American Flora* 9 (1): 25.
- Olou, B.A., Krah, F.S., Piepenbring, M., Yorou, N.S. & Langer, E. (2020) Diversity of Trametes (Polyporales, Basidiomycota) in tropical Benin and description of new species Trametes parvispora. *MycoKeys* 10 (65): 25–47.
<http://doi.org/10.3897/mycokeys.65.47574>
- Ryvarden, L. (1972) A critical checklist of the Polyporaceae in Tropical East Africa. *Norwegian Journal of Botany* 19: 229–238.
- Ryvarden, L. (1977) Type studies in the Polyporaceae 10. Species describes by J.M. Berkeley either alone or with other authors from 1844 to 1855. *Norwegian Journal of Botany* 24: 213–230.
- Ryvarden, L. (1991) Genera of polypores, nomenclature and taxonomy. *Synopsis Fungorum* 5:1–373.
- Ryvarden, L. (2016) Neotropical polypores part 3. Polyporaceae, Obba-Wrightoporia. *Synopsis Fungorum* 34: 444–613.
- Turland, N.J., Wiersema, J.H., Barrie, F.R., Greuter, W., Hawksworth, D.L., Herendeen, P.S., Knapp, S., Kusber, W.H., Li, D.Z., Marhold, K., May, T.W., McNeill, J., Monro, A.M., Prado, J., Price, M.J. & Smith, G.F. (Eds.) (2018) *International Code of Nomenclature for algae, fungi, and plants (Shenzhen Code) adopted by the Nineteenth International Botanical Congress*. Regnum Vegetabile 159. Koeltz Botanical Books, Glashütten.
<https://doi.org/10.12705/Code.2018>.
- Zmitrovich, I.V., Ezhov, O.N. & Wasser, S.P. (2012) A Survey of species of genus Trametes Fr. (Higher Basidiomycetes) with estimation of their medicinal source potential. *International Journal of Medicinal Mushrooms* 14 (3): 307–31

CAPÍTULO II

FUNGOS TRAMETOIDES (POLYPORACEAE,
BASIDIOMYCOTA) DO PARQUE ESTADUAL DAS
FONTES DO IPIRANGA, SÃO PAULO, ESTADO DE
SÃO PAULO, BRASIL

Manuscrito publicado no periódico Hoehnea
<https://doi.org/10.1590/2236-8906e202023>

**Fungos trametoides (Polyporaceae, Basidiomycota) do Parque Estadual das Fontes
do Ipiranga, São Paulo, SP, Brasil**

Mariana Fernandes^{1,2}, Adriana de Mello Gugliotta¹, Daniele Santana da Silva¹ & Ricardo
Matheus Pires¹

Título resumido: Fungos trametoides do PEFI

Mariana Fernandes - <https://orcid.org/0000-0003-4610-5599>

Adriana de Mello Gugliotta - <https://orcid.org/0000-0002-0241-7825>

Daniele Santana da Silva - <https://orcid.org/0000-0002-8446-0279>

Ricardo Matheus Pires - <https://orcid.org/0000-0001-6300-6379>

Mariana Fernandes – pirucasp@gmail.com

Adriana de Mello Gugliotta - agugliotta@sp.gov.br

Daniele Santana da Silva - danirasmus@hotmail.com

Ricardo Matheus Pires - sals.bio@gmail.com

1. Instituto de Pesquisas Ambientais, Av. Miguel Stéfano 3687, CEP 04301-902 São Paulo,
SP, Brasil

2. Autor para correspondência: pirucasp@gmail.com

ABSTRACT – (Trametoid fungi (Polyporaceae, Basidiomycota) of the “Parque Estadual das Fontes do Ipiranga”, São Paulo, SP, Brasil). A survey of trametoid fungi species from “Parque Estadual das Fontes do Ipiranga” (PEFI), located in the city of São Paulo, SP, Brazil (23°38’00”S – 23°40’18”S, 46°36’48”W – 46°38’08”W), was carried out. Fifteen species belonging to six genera were identified from the analysis of macro and micro morphology in which the dimensions of the basidiomata, texture, color, as well as, the size of hyphae, basidia, basidiospores and cystidia, were evaluated. The species are distributed in: *Cerrena* Gray (1 sp.), *Funalia* Pat. (1 sp.), *Hexagonia* Fr. (2 spp.), *Lenzites* Fr. (1 sp.), *Podofomes* Pouzar (2 spp.), *Pycnoporus* T. Karst. (1 sp.), and *Trametes* Fr. (7 spp). *Trametes lactinea* (Berk.) Sacc. was found as a new record for the state of São Paulo; *Podofomes mollis* (Sommerf.) Gorjón, *P. stereoides* (Fr.) Gorjón, *Trametes cubensis* (Mont.) Sacc., *T. decipiens* Bres. and *T. neovillosa* Fernandes & Gugliotta. Gugliotta are reported for the first time from the locality. Identification key, descriptions and comments of the taxa studied are provided herewith.

Key words: Atlantic Forest, biodiversity, polypores, taxonomy.

RESUMO - (Fungos trametoides (Polyporaceae, Basidiomycota) do “Parque Estadual das Fontes do Ipiranga”, São Paulo, SP, Brasil). Foi realizado o levantamento das espécies de fungos trametoides do Parque Estadual das Fontes do Ipiranga (PEFI), localizado no município de São Paulo, SP, Brasil (23°38’00”S – 23°40’18”S, 46°36’48”W – 46°38’08”W). Quinze espécies pertencentes a seis gêneros foram identificadas a partir da análise da macro e micromorfologia, em que foram avaliadas as dimensões dos basidiomas, textura, cor, assim como o tamanho das hifas, basídios, basidiósporos e cistídios. As espécies estão distribuídas em: *Cerrena* Gray (1 sp.), *Funalia* Pat. (1 sp.), *Hexagonia* Fr. (2 spp.), *Lenzites* Fr. (1 sp.), *Podofomes* Pouzar (2 spp.), *Pycnoporus* T. Karst. (1 sp.), and *Trametes* Fr. (7 spp). *Trametes lactinea* (Berk.) Sacc. foi encontrado como novo registro para o estado de São Paulo; *Podofomes mollis* (Sommerf.) Gorjón, *P. stereoides* (Fr.) Gorjón, *Trametes cubensis* (Mont.)

Sacc., *T. decipiens* Bres. e *T. neovillosa* Fernandes & Gugliotta são relatados pela primeira vez para a localidade. Chave de identificação, descrições e comentários dos táxons estudados são fornecidos a seguir.

Palavras-chave: Mata Atlântica, biodiversidade, políporos, taxonomia.

Introdução

Polyporaceae Corda 1839 (Polyporales, Basidiomycota), abrange espécies com basidiomas ressupinados a pileados, sésseis a estipitados, com himênio exposto desde a fase inicial até a maturação dos basidiósporos (Donk 1964) e himenóforo predominantemente tubular; o sistema hifal é di ou trimítico na maioria das espécies, monomítico em poucos táxons; as hifas generativas possuem ansas, excepcionalmente septos simples; os basídios são normalmente produzem quatro basidiósporos e os basidiósporos são de parede fina a espessa, lisa ou ornamentada, com exósporo não amiloide, em alguns casos dextrinoides ou cianófilos (Binder *et al.* 2013; Justo *et al.* 2017; Zmitrovich 2018).

Chamados popularmente de orelhas-de-pau devido ao formato do basidioma, estes fungos estão presentes nos ambientes terrestres, onde atuam como decompositores, parasitas ou formam associações simbióticas com outros organismos. No entanto, as espécies geralmente são lignícolas e responsáveis pela degradação de materiais vegetais lenhosos e, assim, possuem grande importância na ciclagem de nutrientes, no equilíbrio das propriedades físico-químicas e biológicas do ambiente, bem como na dinâmica da população de outros seres vivos nos ecossistemas (Gugliotta & Capelari 1998; Pounds *et al.* 2006; Bahram & Tarquin 2022).

Apesar de Polyporaceae concentrar a maior parte das espécies com himenóforo tubular, superfície himenial poroide, e, portanto, abarcar os fungos chamados políporos, também são

incluídas nesta família espécies com himenóforos lamelados (como membros dos gêneros *Lentinus* Fr. e *Trametes* Fr.) e formas corticioides (como *Dentocorticium* M.J. Larsen & Gilb. e *Grammothele* Berk. & M.A. Curtis) (Binder *et al.* 2013, Hibbett *et al.* 2014, Justo *et al.* 2017). Estudos moleculares têm contribuído para a melhor circunscrição da família e da posição taxonômica dos organismos (Binder *et al.* 2013; Justo *et al.* 2017; Motato-Vásquez *et al.* 2018; Zmitrovich 2018; He *et al.* 2019).

O termo trametoide, i.e. relacionado ao gênero *Trametes* Fr., tem sido usado para definir espécies com basidioma anual ou persistente, séssil a efuso-reflexo, de consistência coriácea a suberosa e himenóforo tubular que, microscopicamente, possui sistema hifal trimítico, com hifas generativas septadas com ansas e basidiósporos cilíndricos de paredes finas, inamiloides e indextrinoides (Zmitrovich 2018).

Ryvarden (1991) incluiu no grupo dos políporos trametoides 16 gêneros, abrangendo as espécies com himenóforo poroide, sistema hifal di a trimítico, hifa generativa com ansa, hifas conectivas, quando presentes, do tipo tortuosa, basidiósporos hialinos, de parede fina e lisa, não amiloides, na maioria cilíndricos e sem cistídios verdadeiros. Todas as espécies são causadoras de podridão branca, e crescem quase que exclusivamente em angiospermas.

A delimitação dos gêneros deste grupo é complexa, mas tem recebido maior atenção por parte dos taxonomistas, pois o grupo inclui espécies com propriedades medicinais e potencial de uso em biorremediação, como *Pycnoporus sanguineus* (L.) Murrill, *Trametes versicolor* (L.) Lloyd, *T. villosa* (Sw.) Kreisel e *T. lactinea* Berk. (Sacc.) (Machado *et al.* 2006; Yamanaka *et al.* 2008; Arroyo-Figueroa *et al.* 2011; Zmitrovich *et al.* 2012, Vitali *et al.* 2018; Elkhateeb *et al.* 2020; Ferreira-Silva *et al.* 2022).

Com base na morfologia do basidioma, Corner (1989) ampliou consideravelmente o número de espécies no gênero *Trametes*, incluindo neste todas as espécies poliporóides (ou seja, fungos poróides), lignícolas, com sistema hifal trimítico, sem terminações cistidiformes nas hifas himeniais, basidiósporos de parede lisa e não dextrinoides e, com isso, propôs a

inclusão de 13 gêneros em sua sinonímia. Essa também foi a posição de Justo & Hibbett (2011), que realizaram um estudo filogenético do grupo utilizando análises moleculares com diversos marcadores (nLSU, ITS, RPB1, RPB2, TEF1- α), e propuseram a adoção de um único nome (*Trametes*) para todas as espécies com morfologia similar (*sensu* Corner), posição seguida posteriormente por outros autores (Zmitrovich *et al.* 2012, Justo *et al.* 2017, Ueitele *et al.* 2018).

Ryvarden (2015a, b, 2016) realizou um estudo de espécies neotropicais e também considerou o gênero *Trametes* em sentido amplo, incluindo em sua sinonímia os seguintes gêneros: *Artolenzites* Falck, *Cellulariella* Zmitr. & Malysheva, *Coriolellus* Murrill, *Coriolopsis* Murrill, *Coriolus* Quél., *Cubamyces* Murrill, *Cyclomycetella* Murrill, *Funalia* Pat., *Leiotrametes* Welti & Courtec., *Lenzites*, Fr., *Poronidulus* Murrill, *Trametella* Pinto Lopes e *Trametopsis* Tomšovský. Zmitrovich (2018) em seu “Conspectus systematis Polyporacearum” considerou estes gêneros válidos, com exceção de *Coriolus* Quel. e *Poronidulus* Murril.

Os estudos moleculares ajudaram a esclarecer as relações genéricas e de outros níveis taxonômicos superiores dos poliporóides e, alguns dos gêneros considerados como parte de *Trametes sensu* Corner (1989), foram colocados fora dos Polyporales, a saber, *Trichaptum* Murril, alocado em Hymenochaetales (Hibbett & Donoghue, 1995; Binder *et al.* 2005; Larsson *et al.* 2006) e *Elmerina* Murril, alocado em Tremellales (Larsson *et al.* 2004). Em contrapartida, outros gêneros pertencentes a Polyporales não estão intimamente relacionados a *Trametes*, como *Cerrena* Gray, pertence ao clado Flebioide (Ko & Jung, 1999a; Lee & Lim 2010), e os gêneros de podridão parda, *Daedalea* Pers. e *Fomitopsis* P. Karst. por exemplo, que pertencem ao clado Antrodia (Ko & Jung, 1999b; Hibbett & Donoghue, 2001; Binder *et al.* 2005). A ferramenta molecular também revela que algumas espécies classificadas em *Trametes* por Corner (1989), não pertencem ao gênero, como *Trametes trogii* Berk. que é mais relacionado a *Coriolopsis gallica* (Fr.) Ryvarden (Ko & Jung, 1999b; Tomšovský *et al.* 2006),

ou *Trametes cervina*, (Schwein.) Bres. relacionado a *Ceriporiopsis* Dománski e que foi transferido para *Trametopsis* Tomšovský (Tomšovský, 2008).

Embora os estudos filogenéticos tenham sido conduzidos para elucidar a posição taxonômica das espécies trametoides (Ko & Jung 1999a, b, Tomsovsky *et al.* 2006, Zhang *et al.* 2006, Tomsovsky 2008, Zmitrovich & Malysheva 2013, Carlson *et al.* 2014, Li *et al.* 2014, Oyetayo 2018, Ueitele *et al.* 2018, Olou *et al.* 2020, Gorjón *et al.* 2020), poucas espécies neotropicais têm sido incluídas nestes estudos e a identidade de algumas espécies ainda hoje permanece incerta.

A maioria dos gêneros trametoides é considerada cosmopolita (Ryvarden 1991, Kirk *et al.* 2008, Justo & Hibbett 2011) e possui ampla distribuição nos diversos ecossistemas do Brasil (Maia *et al.* 2015). Até o momento, 49 espécies de trametoides foram registradas no país, das quais 26 ocorrem no estado de São Paulo (Maia *et al.* 2015), onde constitui um grupo importante em áreas florestais de Cerrado (Bononi 1984; Gugliotta 1997; Abrahão *et al.* 2012, 2019), e de Mata Atlântica (Fidalgo & Fidalgo 1957; Fidalgo *et al.* 1965; Bononi 1984; Gugliotta & Bononi 1999; Gugliotta *et al.* 2010, 2012; Motato-Vásquez *et al.* 2015; Pires *et al.* 2017), destacando-se entre as espécies de maior ocorrência.

O Parque Estadual das Fontes do Ipiranga (PEFI) representa um dos mais significativos remanescentes de Mata Atlântica de Planalto inserido em área urbana do município de São Paulo. Os únicos registros de políporos trametoides no PEFI foram realizados por Bononi *et al.* (1981) e por Jesus (1993) porém, ambos sem descrições dos táxons relacionados - enquanto Bononi *et al.* (1981) apresenta uma listagem das espécies de fungos macroscópicos depositados no Herbário do Instituto de Botânica (SP), Jesus (1993) realizou um estudo comparando a comunidade de basidiomicetos lignocelulolíticos de uma área de floresta nativa e de uma floresta de *Pinus elliottii*, presentes no interior do parque.

Assim, o presente trabalho tem como objetivo ampliar o conhecimento sobre a diversidade de fungos trametoides do PEFI, importante remanescente de Mata Atlântica para o estado de São

Paulo, e documentar essa diversidade através da inclusão de novas exsicatas ao Herbário SP – Maria Eneida Pacheco Kauffmann Fidalgo.

Material e métodos

O Parque Estadual das Fontes do Ipiranga (PEFI) está localizado no município de São Paulo (23°38'00"S – 23°40'18"S, 46°36'48"W – 46°38'08"W) onde ocupa uma área de 549,31 ha com altitude média de 798 m. A vegetação é caracterizada como floresta ombrófila densa e representa um dos poucos e importantes remanescentes de Mata Atlântica efetivamente protegidos como Unidades de Conservação na cidade de São Paulo (Whately *et al.* 2008). Aspectos climáticos, do meio físico e da vegetação são encontrados em Bicudo *et al.* (2002).

Para esse trabalho, foram revistas as exsicatas de todos os fungos trametoides depositadas no Herbário SP (total de 178 exsicatas) provenientes de coletas realizadas no Parque Estadual Fontes do Ipiranga. Cinco coletas adicionais foram realizadas no período de junho de 2018 a novembro de 2021, seguindo as recomendações técnicas de Fidalgo & Bononi (1984), a fim de incluir no estudo táxons que não tinham sido coletados e depositados até então; espécies que foram previamente amostradas e que já contam com considerável número de registros não foram reamostradas. O material coletado foi depositado no Herbário SP (Thiers 2020).

Para a identificação, foram utilizadas descrições e chaves dicotômicas apresentadas por Corner (1989), Ryvar den (1991, 2015a, b, 2016), Gugliotta & Bononi (1999), Gomes-Silva *et al.* (2010), Zmitrovich *et al.* (2012) e se assumiu a definição de fungos trametoides proposta por Zmitrovich (2018). A análise dos caracteres macro e microscópicos do basidioma seguiu recomendações de Ryvar den (1991, 2004) e Teixeira (1995). Foram elaboradas

descrições das espécies baseadas nos materiais examinados; a macroscopia foi baseada em observações a olho nu (tanto de basidiomas frescos como secos) ou com auxílio de microscópio estereoscópio (LEICA S6D), em que se observou modo de inserção no substrato, coloração, dimensões do basidioma, forma do píleo e tipo de himenóforo; as microestruturas foram analisadas em microscópio LEICA DM-1000, a partir de cortes finos feitos com auxílio de lâminas de aço, à mão livre, de diferentes porções dos basidiomas e as medições foram feitas com auxílio de ocular micrometrada, usando o corante floxina 1%. Além disso, KOH 3% foi usado para observação da coloração das estruturas, o reagente de Melzer (IKI) foi usado para avaliar as reações amiloide e dextrinoide (Teixeira 1995) e, azul de algodão (Merck 1275) em solução de ácido láctico foi utilizado para observar reações cianófilas nas hifas e esporos. Uma vez que todas as espécies estudadas são negativas em reagente de Melzer e não apresentam cianofilia nas hifas ou esporos, essas informações não foram incluídas nas descrições, embora as reações tenham sido testadas para confirmação. No mínimo 15 hifas do himênio, 20 basídios e 20 basidiósporos foram medidos para cada espécie examinada. Ao apresentar a variação do tamanho dos basidiósporos os 5% dos extremos são apresentados em parênteses (Miettinen *et al.* 2018); as dimensões dos basidiósporos são apresentadas da seguinte forma: (m–) n–o (–p), em que “m” é o menor valor observado e “p” é o maior valor observado (na faixa de valores observados o 5o percentil é “n” e 95o percentil é “o”). Foram usadas as abreviações: L’× W’ – relação comprimento versus largura do basidiósporo, L – média de comprimento do basidiósporo, W – média de largura do basidiósporo e Q = L/W – média do comprimento dividida pela média da largura.

Os dados sobre distribuição geográfica foram obtidos a partir de levantamento bibliográfico.

Uma chave de identificação para as espécies presentes no PEFI é apresentada, assim como comentários para cada táxon estudado.

Resultados e Discussão

Foram identificadas 15 espécies trametoides no Parque Estadual das Fontes do Ipiranga (Figuras 1 a 4): *Cerrena caperata* (Berk.) Zmitr., *Funalia rigida* (Berk. & Mont.) Peck, *Hexagonia hydroides* (Sw.) M. Fidalgo, *H. papyracea* Berk., *Lenzites elegans* (Spreng.) Pat., *Podofomes mollis* (Sommerf.) Gorjón, *P. stereoides* (Fr.) Gorjón, *Pycnoporus sanguineus* (L.) Murrill, *Trametes cubensis* (Mont.) Sacc., *T. decipiens* Bres., *T. lactinea* (Berk.) Sacc., *T. neovillosa* Fernandes & Gugliotta, *T. ochracea* (Pers.) Gilb. & Ryvarden, *T. polyzona* (Pers.) Justo e *T. villosa* (Sw.) Kreisel. Todas as espécies causam podridão branca no substrato. *Trametes lactinea* representa novo registro para o estado de São Paulo; *Podofomes mollis*, *P. stereoides*, *Trametes cubensis*, *T. decipiens* e *T. neovillosa* são citados para o parque pela primeira vez. Há registros da ocorrência das espécies *Hexagonia leprosa* Fr. e *Trametes hirsuta* (Wulfen) Pilát para o PEFI, no trabalho de Bononi *et al.* (1981), mas os espécimes relacionados como *H. leprosa* foram reidentificados como *Daedalea aethalodes* (Mont.) Rajchenb., espécie não trametoide da família Fomitopsidaceae (Polyporales) e, infelizmente, o único espécime citado como *T. hirsuta* (SP71319) não foi encontrado e nenhuma coleta posterior desta espécie na área de estudo foi realizada.

Jesus (1993) cita em seu inventário sobre a funga (Basidiomycota) lignocelulolítica do PEFI que foram encontrados nove espécimes de *Trametes versicolor* (L.) Lloyd, os quais estariam depositados no Herbário SP; destes, apenas um foi localizado (SP211907) e redeterminado como *Cerrena caperata*. Essa referência não apresenta nenhuma informação adicional sobre o material estudado, o que impossibilitou a localização dos demais e, por este motivo, a ocorrência dessa espécie no parque não foi confirmada.

Chave de identificação para as espécies trametoides do Parque Estadual das Fontes do

Ipiranga:

1. Basidioma vermelho a alaranjado*Pycnoporus sanguineus*

1. Basidioma branco, creme a castanho-escuro
2. Superfície himenial lamelar a poroide, com poros irregulares,
dedaloides*Lenzites elegans*
2. Superfície himenial poroide com poros regulares
3. Poros grandes, 1-3(-4) poros/mm
4. Contexto dúplex com linha negra.....*Trametes decipiens*
- 4.Contexto homogêneo, sem linha negra
5. Superfície abhimenial com zonas coloridas, zonas púrpuras, castanho-claras e castanho-escuras*Hexagonia papyracea*
5. Superfície abhimenial castanho sem zonas púrpuras
6. Basidioma castanho-escuro, ressupinado a efuso-reflexo.....*Podofomes mollis*
6. Basidioma castanho-claro a castanho-acinzentado, séssil a efuso-reflexo
7. Superfície abhimenial glabra a finamente aveludada, azonada, às vezes com zonas levemente radiadas, contexto 3-9 mm de espessura*Trametes lactinea*
7. Superfície abhimenial vilosa, concentricamente zonada, contexto até 1mm de espessura*Trametes villosa*
3. Poros menores, 3-6 poros/mm
8. Contexto homogêneo
9. Superfície abhimenial fimbriada, com pelos negros longos e ramificados.....*Hexagonia hydroides*
9. Superfície abhimenial levemente tomentosa a glabra
10. Basidioma grande, 8-13,5 × 12,2-27,2 cm, superfície abhimenial azonada, bege a creme, tornando-se ocrácea a partir da margem na maturidade*Trametes cubensis*

10. Basidioma menor, 2,5-5,1 × 3,2-7,5 cm, superfície abhimental com
zonas concêntricas vináceas a castanho-avermelhadas *Trametes
ochracea*
8. Contexto heterogêneo a dúplex
11. Basidioma castanho-escuro
12. Basidioma ressupinado a efuso-reflexo, discoide, com linha negra no
contexto..... *Podofomes stereoides*
12. Basidioma efuso-reflexo a sésil, contexto sem linha
negra..... *Cerrena caperata*
11. Basidioma ocráceo a castanho-claro
13. Basidioma ressupinado a sésil, com basidiósporos 7,0-10,0 × 3,0-4,0
µm *Funalia rigida*
13. Basidioma sésil a efuso-reflexo, basidiósporos menores
13. Basidiósporos elipsoides, 4,0-5,5 × 3,0-4,0 µm *Trametes
neovillosa*
13. Basidiósporos cilíndricos, 5,0-7,0 × 2,5-4,0 µm *Trametes
polyzona*

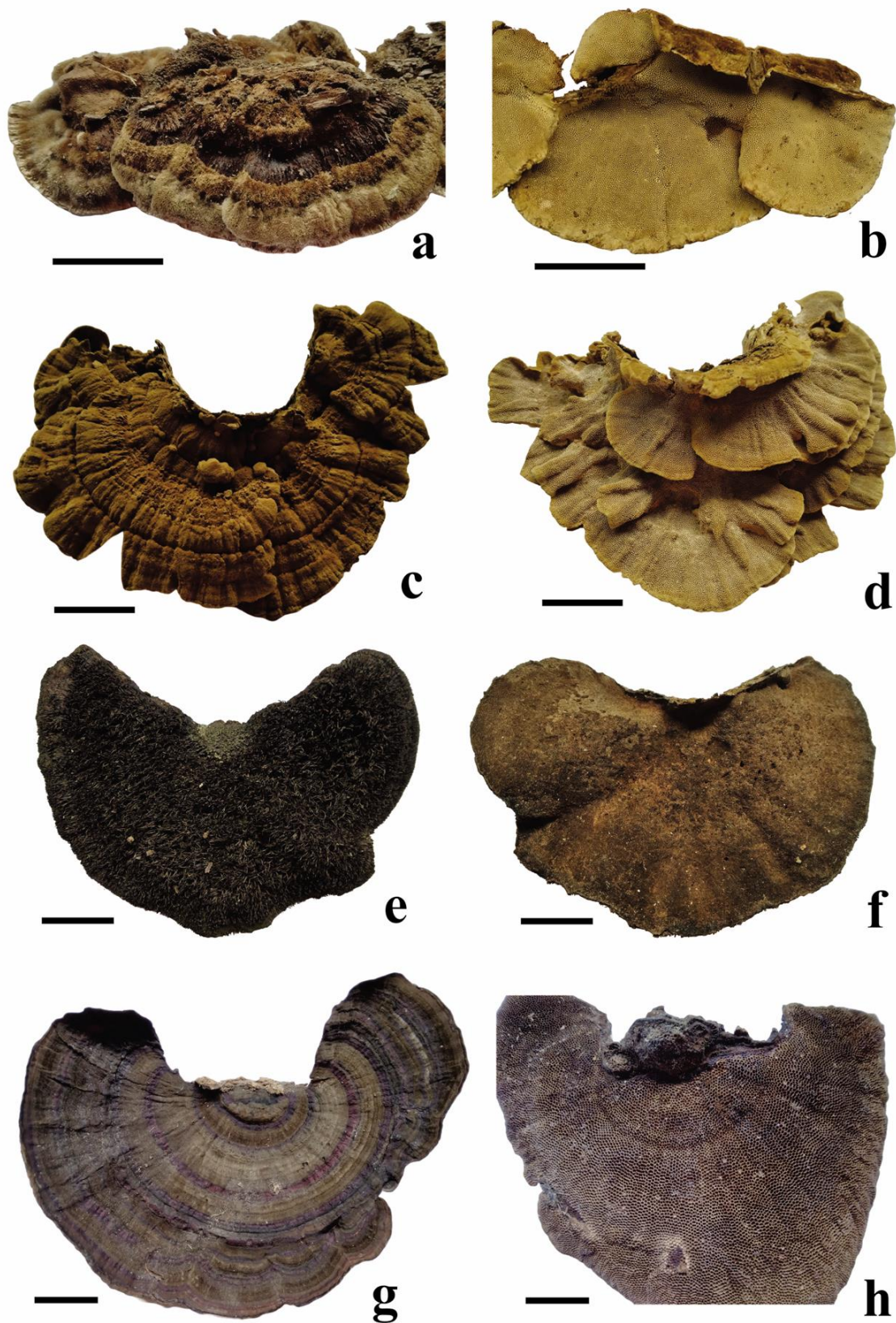


Figura 1: Macro morfologia de Basidioma - Superfície abhimenial e himenoforal. A–B. *Cerrena caperata*. C–D. *Funalia rigida*. E–F. *Hexagonia hydroides*. G–H. *Hexagonia papyracea*. Escala = 1cm.

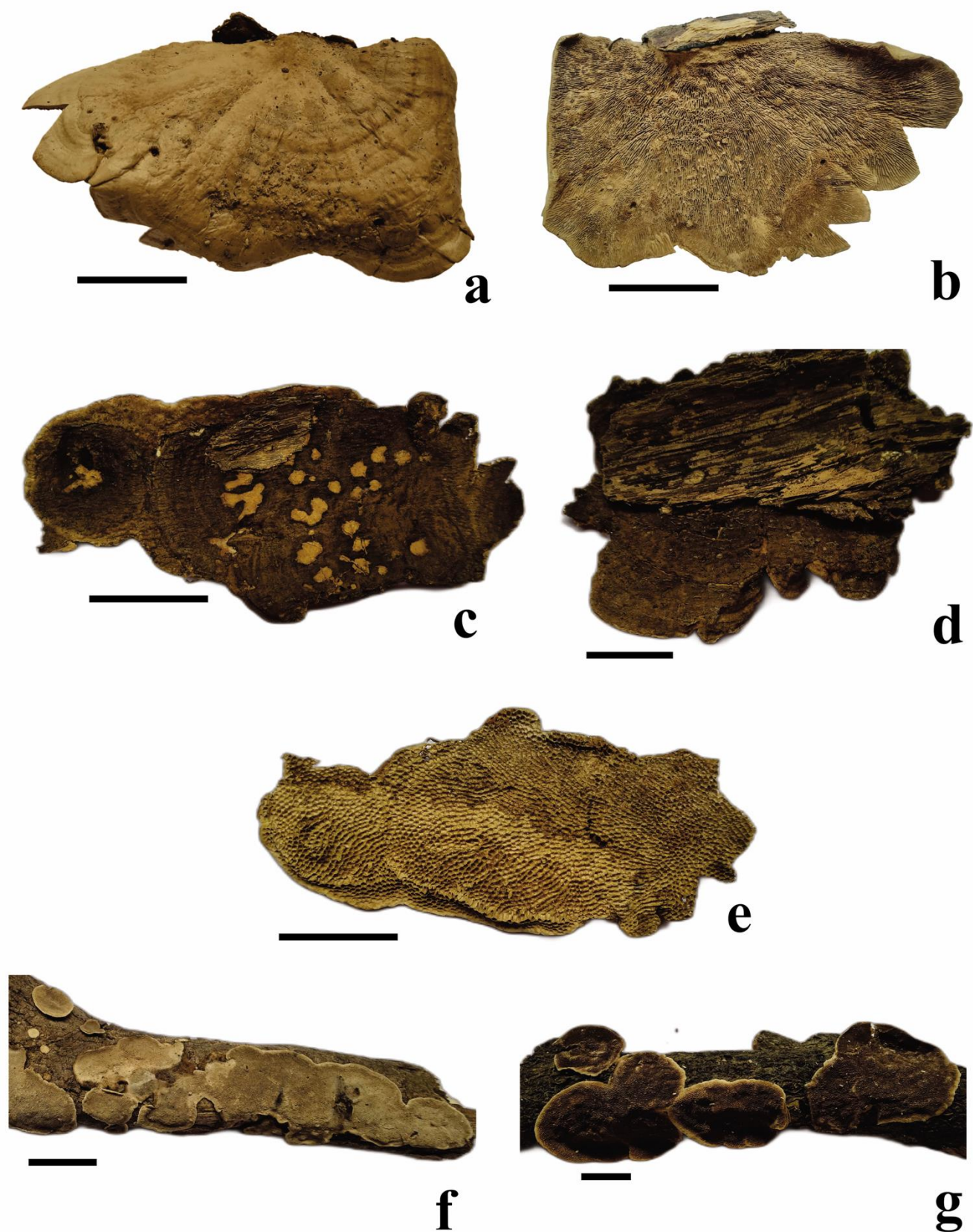


Figura 2: Macro morfologia de Basidioma - Superfície abhymenial e hymenial. A-B. *Lenzites elegans*. C-E. *Podofomes mollis*. F-G. *Podofomes stereoides*. Escala = 1cm.

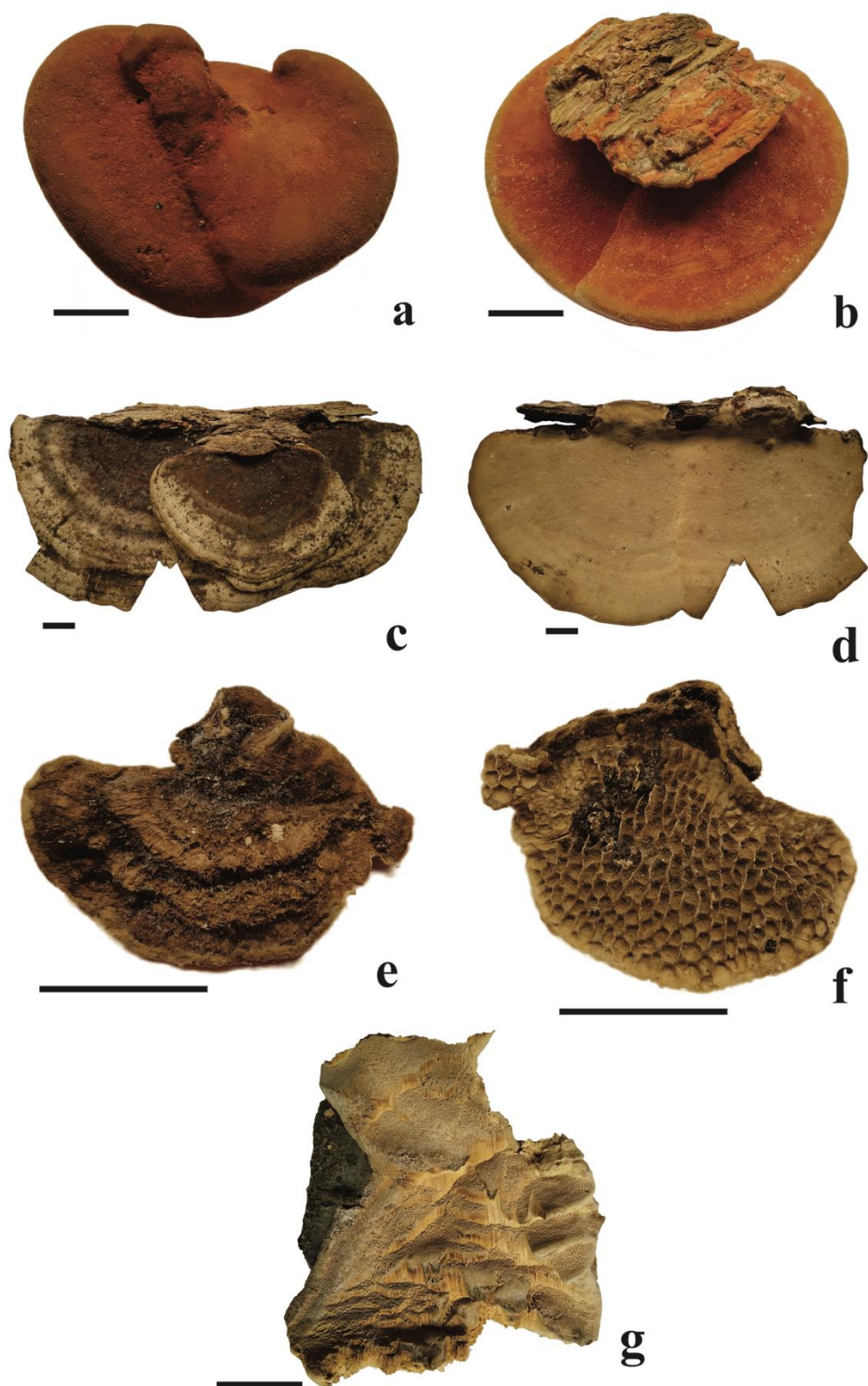


Figura 3: Macro morfologia de Basidioma - Superfície abhimenial e himenoforal. A–B. *Pycnoporus sanguineus*. C–D. *Trametes cubensis*. E–F. *Trametes decipiens*. G. *Trametes lactinea*. Escala = 1 cm.

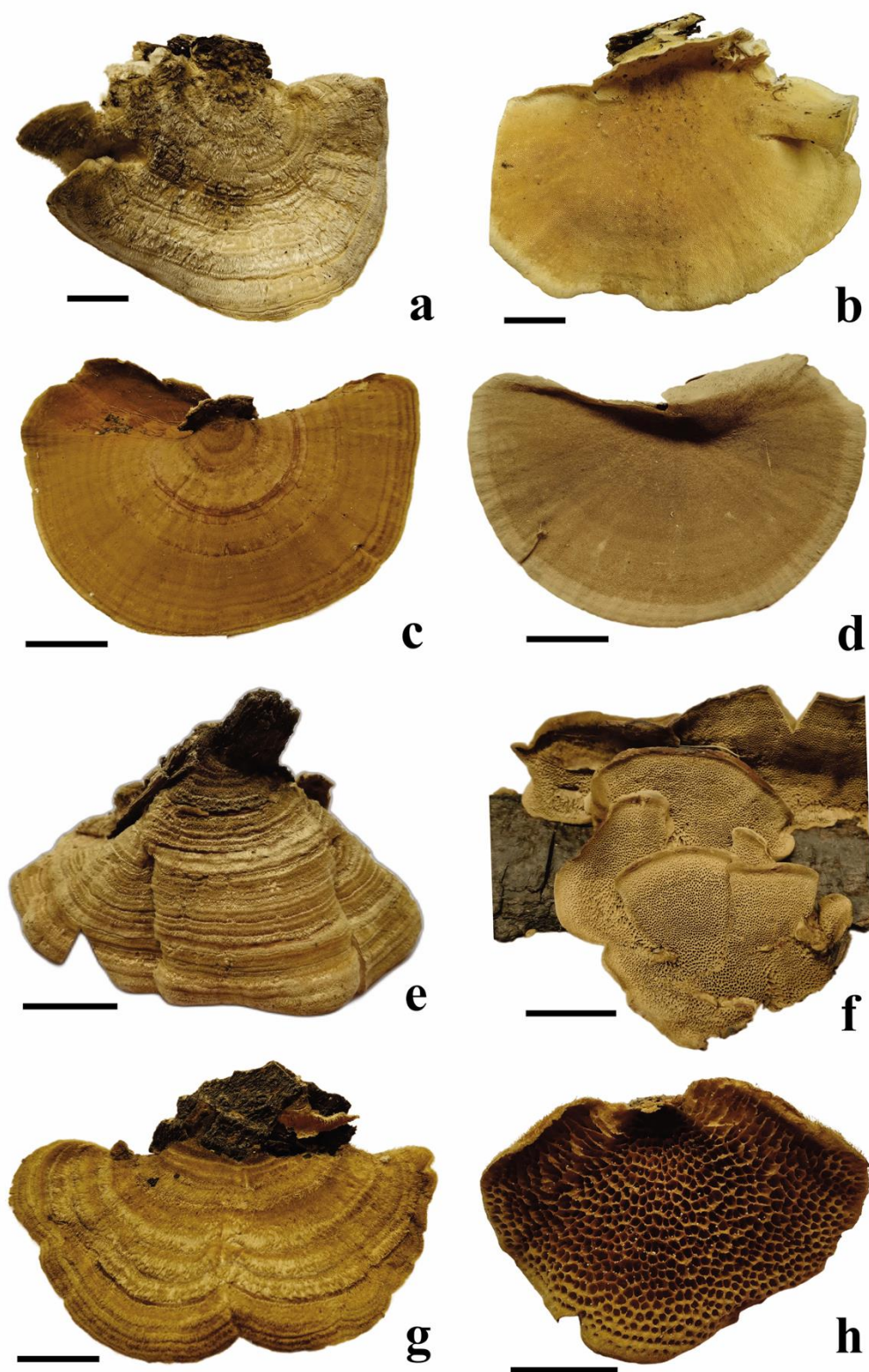


Figura 4: Macro morfologia de Basidioma - Superfície abhimenial e himenoforal. A–B. *Trametes neovillosa*. C–D. *Trametes ochracea*. E–F. *Trametes polyzona*. G–H. *Trametes villosa*. Escala = 1 cm.

Cerrena caperata (Berk.) Zmitr., Myc. 1 (1): 91. 2001. $\equiv$ *Polyporus caperatus* Berk., Ann. Mag. Na. Hist. 3: 391. 1839. $\equiv$ *Coriolopsis caperata* (Berk.) Murrill, N. Amer. Fl. 9 (2): 77. 1908. $\equiv$ *Trametes caperata* (Berk.) Teixeira, Bragantia 6 (7): 316. 1946. $\equiv$ *Datronia caperata* (Berk.) Ryvardeen, Mycotaxon 23: 172. 1985.

Figura 1A–B;

Ilustração das microestruturas em: Gugliotta (1997, como *Datronia caperata*).

Basidioma anual, lignícola, pileado sésil a efuso-reflexo. Píleo aplanado, dimidiado a flabeliforme, coriáceo, 1,2–17,2 $\times$ 3,3–12,5 $\times$ 0,1–0,4 cm. Superfície abhimenial com zonas concêntricas, vilosas, em tons de castanho, com a maturidade, a superfície torna-se glabra com e uma cutícula preta é exposta; margem aguda, lobada, creme a castanho-clara. Contexto heterogêneo, castanho-claro, 1–2 mm espesso. Superfície himenial poroide, de cor castanho-clara a castanha; poros regulares a circulares, 3–4 por mm; tubos até 2 mm de profundidade, castanho-claros; dissepimentos inteiros. Sistema hifal trimítico; hifas generativas com ansas, parede fina, hialinas, ramificadas, 1,1–1,35 μ m diâm.; hifas esqueletais amareladas, parede espessa, retas, 2,5–5 μ m diâm.; hifas conectivas amareladas, parede fina, pouco ramificada, 1,25–2,5 $\times$ 4,2–5,1 μ m diâm. Elementos himeniais estéreis ausentes. Basídios clavados, 9,8–14,2 $\times$ 3,5–4,4 μ m. Basidiósporos cilíndricos, hialinos, parede fina, $L' \times W' = (6,3-)$ 6,5–10,0 $\times$ (2,5-)-2,7–4,6 μ m. $L = 7,4 \mu$ m. $W = 3,8 \mu$ m. $Q = 2,1$.

Material examinado: Brasil, SÃO PAULO, São Paulo, Parque Estadual das Fontes do Ipiranga, 14-VIII-1958, *M. Kuhlmann s.n.* (SP42079); 7-VIII-1959, *J.S. Furtado* (SP44147); 06-II-1960, *J.S. Furtado & O. Fidalgo s.n.* (SP46664); 15-II-1960, *O. Fidalgo et al. s.n.* (SP47211); Picada Gardner, V-1960, *J.S. Furtado s.n.* (SP48849); 07-VI-1960, *J.S. Furtado s.n.* (SP50922); 24-III-1961, *A.R. Salles s.n.* (SP95194); 13-XI-1961, *J.S. Furtado et al. s.n.*

(SP95538); 22-VIII-1967, *B. Skvortzov s.n.* (SP98490); 30-VI-1967, *B. Skvortzov s.n.* (SP98491); 21-III-1969, *B. Skvortzov s.n.* (SP103751); V-1969, *B. Skvortzov s.n.* (SP103935); 17-XI-1968, *B. Skvortzov s.n.* (SP107113); 18-XI-1977, *V.L. Penteado 63* (SP); 31-III-1986, *M.A. de Jesus* (SP211907); 16-I-1987, *L. Ryvardeen et al. 24117* (SP); 24-I-1987, *L. Ryvardeen et al. 24334* (SP); 26-VIII-1992, *L.K. Okino & V.L.R. Bononi s.n.* (SP250525); 23-IX-1992, *M. Capelari s.n.* (SP250542); 27-IV-1995, *A.M. Gugliotta et al. 457* (SP); 30-VIII-1995, *A.M. Gugliotta et al. 558* (SP); 18-XII-1999, *D.M. Vital s.n.* (SP394427); 29-V-1996, *A.M. Gugliotta & G.S.G. Louza 662* (SP); 24-V-2000, *A.M. Gugliotta et al. 1078* (SP); 25-VIII-2000, *A.M. Gugliotta et al. 1080, 1081* (SP); 25-IX-2001, *A.M. Gugliotta et al. 1118* (SP); 20-II-2002, *A.M. Gugliotta et al. 1168, 1169* (SP); 12-II-2004, *A.M. Gugliotta & G.R. Leal 1208* (SP); 16-II-2004, *C. Puccinelli et al.* (SP308041); 29-III-2004, *L.J. Gimenes & C. Puccinelli* (SP308040); 06-VII-2004, *M. Capelari et al. 4295* (SP); 26-XI-2004, *C.A. Osaku & G.R. Leal 011* (SP); 05-XII-2006, *C.L.C. Redivo et al. 006* (SP); 09-I-2012, *V. Bononi s.n.* (SP417123; SP417431).

Comentários: *Cerrena caperata* pode ser reconhecida pela superfície abhimenial com zonas concêntricas, vilosas, em tons de castanho, que se torna glabra com a maturidade expondo uma cutícula preta. Difere das espécies de *Trametes* pela cor escura do píleo e contexto e, se distingue das espécies de *Hexagonia*, pelos poros regulares e circulares (Ryvardeen & Johansen, 1980).

Distribuição: Possui ampla distribuição no Brasil ocorrendo em áreas de Amazônia, Caatinga, Cerrado, Mata Atlântica (Maia *et al.* 2015). Em São Paulo já foi registrada nos seguintes municípios: Barretos, Bebedouro, Matão, Novo Horizonte, Palestina, Planalto, Sales, Taquaritinga, União Paulista (Gugliotta *et al.* 2012), Cananéia (Gugliotta & Bononi 1999), Mogi-Guaçu (Gugliotta 1997; Abrahão *et al.* 2012; 2019), Santo André (Capelari *et al.* 2009),

São José do Rio Preto (Abrahão *et al.* 2009), São Luiz do Paraitinga (Pires *et al.* 2017) e São Paulo (Motato-Vásquez *et al.* 2014). A ocorrência da espécie no PEFI já havia sido registrada por Bononi *et al.* (1981). A ocorrência de *Cerrena caperata* no parque também foi registrada por Vital *et al.* (2000), em um trabalho sobre briófitas que crescem sobre macrofungos; estes autores encontraram duas espécies de musgos e três de hepáticas crescendo sobre o basidioma deste fungo.

Funalia rigida (Berk. & Mont.) Peck, Bull. N.Y. St. Mus.: 38. 1917. $\equiv$ *Trametes rigida* Berk. & Mont., Annales des Sciences Naturelles Botanique 11: 240. 1849. $\equiv$ *Corioloopsis rigida* (Berk. & Mont.) Murrill, N. Amer. Fl. 9 (2): 75. 1908.

Figura 1C–D;

Ilustração das microestruturas em: Gugliotta (1997, como *Corioloopsis rigida*).

Basidioma anual, lignícola, séssil, efuso-reflexo a ressupinado, solitário ou imbricado. Píleo aplanado a dimidiado, coriáceo, 1,2–4,2 $\times$ 2,0–6,0 $\times$ 0,1–0,2 cm. Superfície abhimenial hirsuta a glabra, concentricamente zonada e sulcada, castanha; margem inteira, aguda, lobada ou denteada, também castanha. Contexto heterogêneo, amarelo a castanho, até 1 mm espesso. Superfície himenial poroide, castanho-clara; poros angulares a circulares, 3–5 por mm; tubos castanho-claros, 1mm de profundidade; dissepimentos inteiros a lacerados. Sistema hifal trimítico; hifas generativas com ansas, hialinas, parede fina, 2,0–3,5 diâm.; hifas esqueléticas amareladas, parede espessa, 3,2–6,4 μ m diâm.; hifas conectivas hialinas, parede fina, ramificadas, 1,9–3,3 μ m diâm. Elementos estéreis ausentes. Basídios clavados, hialinos, parede fina, 17,0–19,2 $\times$ 6,2–7,3 μ m. Basidiósporos cilíndricos, hialinos, parede fina, L' $\times$ W' = 7,0–9,7(–9,8) $\times$ (2,9–)3,0–4,2 μ m. L = 8,3 μ m. W = 3,5 μ m. Q = 2,4.

Material examinado: BRASIL, SÃO PAULO, São Paulo, Parque Estadual das Fontes do Ipiranga, 29-III-1969, *B. Skvortzov s.n.* (SP103737); 16-I-1987, *Ryvarden et al.* 24121 (SP); 19-VI-2001, *U.C Peixoto s.n.* (SP380154); 03-I-2007, *A.M. Gugliotta s.n.* (SP392808); 28-VIII-2007, *A.M. Gugliotta et al.* 1252, 1253 (SP).

Comentários: O basidioma fino, castanho, séssil, efuso-reflexo a ressupinado, normalmente imbricado, com superfície abhimenial hirsuta a glabra, concentricamente zonada e sulcada, e os basidiósporos cilíndricos caracterizam a espécie. A delimitação de espécies como *Coriolopsis rigida* (Berk. & Mont.) Murrill, sinônimo de *Funalia rigida* (cuja descrição foi baseada em materiais da América do Norte), e *Coriolopsis floccosa* (Jungh.) Ryvarden (localidade do tipo: Java), é bastante complexa. Por serem morfológicamente muito semelhantes, esses nomes tem sido considerados sinônimos (vide Mycobank: mycobank.org); no entanto, estudos filogenéticos demonstram que a distribuição geográfica tem afetado fortemente na delimitação das espécies, e que diversos nomes até então utilizados para espécies tropicais têm sido erroneamente aplicados (Motato-Vásquez *et al.* 2018, Palacio *et al.* 2019, Westphalen *et al.* 2021.), indicando que provavelmente *C. floccosa* e *C. rigida* devam ser espécies válidas. Nesse sentido, a filogenia do grupo tem confirmado que *Coriolopsis* é parafilético, sendo que *C. polyzona* (Pers.) Ryvarden (espécie tipo do gênero) está incluída em *Trametes s.str.*, enquanto que outras espécies (tal qual *C. rigida* e *C. caperata* = *Cerrena caperata*), têm se agrupado com outras espécies de *Funalia* (Li *et al.* 2016; Zmitrovich & Malysheva 2013).

Distribuição: A espécie possui ampla distribuição e está presente em todas as regiões do Brasil, ocorrendo nos biomas Amazônia, Caatinga, Cerrado, Mata Atlântica (Maia *et al.* 2015) onde tem sido frequentemente citada como *C. floccosa* (considerada por muitos autores sinônimo deste nome). No estado de São Paulo já foi registrada nos seguintes municípios: Barretos,

Bebedouro, Macaubal, Matão, Palestina, Pindorama, Santo Antônio de Aracanguá, Taquaritinga, Turmalina (Gugliotta *et al.* 2012), Mogi-Guaçu (Gugliotta 1997; Abrahão *et al.* 2012; 2019), Santo André (Capelari *et al.* 2009; Gugliotta *et al.* 2010), São José do Rio Preto (Abrahão *et al.* 2009), São Luiz do Paraitinga (Pires *et al.* 2017) e São Paulo (Motato-Vásquez *et al.* 2014). A ocorrência da espécie no PEFI já havia sido registrada por Bononi *et al.* (1981) e Jesus (1993).

Hexagonia hydroides (Sw.) M. Fidalgo, Mem. N. Y. Bot. Gard. 17: 64. 1968. = *Boletus hydroides* Sw., Nova genera et species Plantarum seu prodromus descriptioneum vegetabilium maximam parte incognitorum qua sub itinere in Indiam Occidentalem annis 1783-1787 digessit Olof Swartz M.D.: 149. 1788.

Figura 1E–F;

Ilustração das microestruturas em: Gugliotta & Bononi (1999).

Basidioma anual, lignícola, pileado, séssil, anual, ligado ao substrato por uma pequena porção do píleo mais alargada. Píleo aplanado, flabeliforme, 7,0–9,5 × 3,5–6,0 × 0,5–1,0 cm. Superfície abhimenial fimbriada, com tricomas ramificados de aproximadamente 0,5 cm de comprimento, castanho-escuro a preto, concentricamente zonada, margem inteira de mesma cor que superfície abhimenial. Contexto homogêneo, cor de canela a castanho-escuro, 0,2 cm de espessura. Superfície himenial poróide, castanha mais clara que a superfície abhimenial, 3–5 poros por mm, regulares, circulares; tubos de mesma cor que a superfície himenial, reação em KOH positiva. Sistema hifal trimítico; hifas generativas de difícil visualização, com ansas, hialinas, parede fina, 2,5–3,65 µm µm diâm.; hifas esqueléticas castanho-oliváceas, parede espessa, 3,8–6,3 µm diâm.; hifas conectivas hialinas a castanho-amareladas, muito tortuosas e ramificadas, parede espessa, 1,25–3,75 µm diâm. Basídios não observados. Basidiósporos

cilíndricos, hialinos, parede fina e lisa, $L' \times W' = (8,6-11,1)(-11,3) \times (1,8,5-2,7-3,8)(-3,9)$ μm . $L = 10 \mu\text{m}$. $W = 3,2 \mu\text{m}$. $Q = 3,1$

Material examinado: BRASIL, SÃO PAULO, São Paulo, Parque Estadual das Fontes do Ipiranga, 16-XII-2021, *M. Fernandes* 143 (SP).

Comentários: A espécie é facilmente reconhecida pela densa massa de pelos eretos e escuros na superfície do píleo, geralmente em zonas concêntricas e distintas, também pela forma e tamanho dos poros, cor do contexto e tamanho dos basidiósporos. *Hexagonia hirta* (P. Beauv.) Fr. é a espécie mais próxima de *H. hydroides*, cuja diferença reside no fato de que, enquanto *H. hydroides* possui poros menores e menos variáveis (3–5 poros por mm), basidiósporos menores, $8,6-11,3 \times 2,5-3,8 \mu\text{m}$, *H. hirta* possui poros de 8–16 poros por cm e basidiósporos $13,75-16,25 \times 3,75-6,25 \mu\text{m}$ (Fidalgo 1968b).

Distribuição: Possui ampla distribuição no Brasil ocorrendo em áreas de Amazônia, Caatinga, Cerrado, Mata Atlântica e Pantanal, onde foi e já foi registrada para os estados Alagoas, Amapá, Amazonas, Bahia, Espírito Santo, Mato Grosso, Mato Grosso do Sul, Maranhão, Pará, Paraíba, Paraná, Pernambuco, Rio de Janeiro, Rio Grande do Norte, Rio Grande do Sul, Rondônia, Santa Catarina, São Paulo e Sergipe (Maia *et al.* 2015). No estado de São Paulo já foi registrada nos seguintes municípios: Mogi-Guaçu, Cananéia e São José do Rio Preto (Gugliotta 1997, Gugliotta & Bononi 1999, Abrahão *et al.* 2009). Sua ocorrência no Parque Estadual Fontes do Ipiranga havia sido registrada por Bononi *et al.* (1981), que citaram dois espécimes (SP71318 e SP141953). Esses espécimes foram revistos e não pertenciam à espécie em questão. O espécime SP71318 é um fungo corticioide, enquanto o espécime SP141953 (coletado por V.L. Penteado número 63) foi redeterminado como *Cerrena caperata*.

Hexagonia papyracea Berk., Ann. Mag. Nat. Hist. 10: 379. 1843. = *Hexagonia variegata* Berk., Ann. Mag. Nat. Hist. 9: 196. 1852.

Figura 1G–H:

Ilustração das microestruturas em: Gugliotta & Bononi (1999).

Basidioma anual, pileado sésil a efuso-reflexo, imbricado, solitário ou em grupos. Píleo aplanado, dimidiado a flabeliforme, coriáceo, 4,4–8,1 × 8,3–11,5 × 0,1 cm. Superfície abhimenial concentricamente zonada, sulcada, com zonas púrpuras, castanho-claras e castanho-escuras alternadas, velutina a glabra. Contexto homogêneo, castanho-claro, 0,1 cm espesso. Superfície himenial poroide, castanho-clara; poros angulares a circulares, 1–2 por mm; tubos até 0,1 cm de profundidade, castanho-claros; dissepimentos finos. Sistema hifal trimítico; hifas generativas com ansas, hialinas, ramificadas, 1,5–3,5 diâm.; hifas esqueléticas marrons, parede espessa, 3,5–4,0 µm diâm.; hifas conectivas hialinas, ramificadas, 1–3,5 µm diâm. Elementos estéreis ausentes. Basídios tetrasterigmados, com ansa basal, clavados, hialinos, 13,2–18,3 × 3,3–4,2 µm. Basidiósporos elipsoides, hialinos, $L' \times W' = (5,5-5,6-8,1(-8,2) \times (2,7-3,0-4,0(-4,1) \mu\text{m}$. $L = 6,7 \mu\text{m}$. $W = 3,4 \mu\text{m}$. $Q = 1,9$.

Material examinado: BRASIL, SÃO PAULO, São Paulo, Parque Estadual das Fontes do Ipiranga, 31-VIII-1961, A.R. Salles s.n. (SP60375); 30-VIII-1995, A.M. Gugliotta et al. 559 (SP); 29-V-1996, A.M. Gugliotta & S.C.S.Souza 666, 673 (SP); 25-VIII-2000, A.M. Gugliotta et al. 1082 (SP); 26-III-2003, U.C. Peixoto s.n. (SP380158); 18-II-2005, L.J. Gimenes et al. s.n. (SP308201); 06-X-2005, , U.C. Peixoto s.n. (SP380138); Trilha para Ecologia, 19-XII-2006, C. Redivo & A.M. Gugliotta 13 (SP); 18-II-2019, A.M. Gugliotta et al. 1628 (SP).

Comentários: A espécie é facilmente reconhecida pelo basidioma fino, com superfície abhimenial velutinea e concentricamente zonada, com zonas púrpuras, castanho-claras e castanho-escuras alternadas e, pelos poros grandes (1–2 por mm) e rasos, de formato hexagonal. Entretanto, pelas características microscópicas como sistema hifal trimítico e basidiósporos cilíndricos pode ser confundida com espécies de *Trametes*, tais como *T. membranacea* (Sw.) Kreisel e *T. polyzona* (Pers.) Justo.

Distribuição: Possui ampla distribuição no Brasil ocorrendo em áreas de Amazônia, Caatinga, Cerrado, Mata Atlântica e Pantanal (Maia *et al.* 2015). Há registros da espécie nos seguintes municípios do estado de São Paulo: Barretos, Macauba, Nova Granada, Palestina, Pindorama, Sales, São João de Iracema, Taquaritinga, Turmalina (Gugliotta *et al.* 2012), Cananéia (Gugliotta & Bononi 1999), Mogi-Guaçu (Gugliotta 1997; Abrahão *et al.* 2012; 2019), São José do Rio Preto (Abrahão *et al.* 2009), Santo André (Gugliotta *et al.* 2010) e São Paulo (Motato-Vásquez *et al.* 2014). A ocorrência da espécie no PEFI já havia sido registrada por Bononi *et al.* (1981).

***Lenzites elegans* (Spreng.) Pat., Essai taxonomique sur les familles et les genres des Hyménomycètes: 89. 1900. = *Daedalea elegans* Spreng., Kungl. Svenska Vetenskapsakad. Handl. Ser. 3, 8: 51. 1820. = *Trametes elegans* (Spreng.) Fr., Epi. S. Mycol.: 492. 1838. (Mycobank 2023).**

Figura 2A–B:

Ilustração das microestruturas em: Gugliotta & Bononi (1999, como *Trametes elegans*).

Basidioma anual, lignícola, pileado, séssil a pseudo-estipitado, solitário a imbricado. Píleo aplanado, flabeliforme, 3,6–7,2 × 5,9–10,2 × 0,1–0,2 cm. Superfície abhimenial

concentricamente zonada, creme a castanha, glabra na maturidade; margem lisa, aguda, branca a creme. Contexto homogêneo, branco a creme, 1–2 mm espesso. Superfície himenial lamelar a dedaloide, branca a creme; quando presentes, há 2–4 poros dedaloides por mm.; tubos creme, até 0,4 cm de profundidade; dissepimentos lisos, inteiros. Sistema hifal trimítico; hifas generativas com ansas, hialinas, parede fina, 1,9–3,2 μm diâm.; hifas esqueléticas hialinas a amareladas, parede espessa, retas, sem ramificações, 5,0–6,7 μm diâm.; hifas conectivas hialinas, ramificadas, tortuosas, 2,0–6,1 μm diâm. Elementos estéreis ausentes. Basídios tetrasterigmados, hialinos, 12,4–17,1 $\times$ 5,9–7,3 μm . Basidiósporos cilíndricos, hialinos, parede fina e lisa, $L' \times W' = (4,1-4,3-6,2(-6,3) \times 2,0-3,2(-3,3) \mu\text{m}$. $L = 5,3 \mu\text{m}$. $W = 2,4 \mu\text{m}$. $Q = 2,2$.

Material examinado: BRASIL, SÃO PAULO, São Paulo, Parque Estadual das Fontes do Ipiranga, 20-VI-1956, *M.A. Pereira s.n.* (SP43741); Picada Gardner, 08-V-1961, *A.R. Salles & D. Vital s.n.* (SP62043); Picada Gardner, 29-III-1962, *A.R. Salles s.n.* (SP62097); Picada Gardner, 28-IV-1962, *R. Salles s.n.* (SP61406); Picada Gardner, 19-V-1962, *J.R.P. Castro et al. s.n.* (SP61407); III-1967, *J.S. Furtado s.n.* (SP98451); 08-VI-1967, *V.P. Souza s.n.* (SP98075); V-1969, *B. Skvortzov s.n.* (SP103923); 5-V-1969, *B. Skvortzov* (SP103918); 20-VI-1996, *M.A. Pereira* (SP43741).

Comentários: *Lenzites elegans* caracteriza-se pelo basidioma creme, glabro, e superfície abhimenial nitidamente lamelar ou, em alguns casos, dedaloide. Morfologicamente, é essa característica que separa a espécie de *Trametes*. O táxon é amplamente difundido em regiões tropicais e subtropicais e apresenta a morfologia do himenóforo variável, que pode ser lamelado, dedaloide ou poroide, inclusive no mesmo espécime (Ryvarden & Johansen 1980; Gilbertson & Ryvarden 1987). Na filogenia de Justo e Hibbett (2011) foram recuperados três

clados para os organismos identificados como *Trametes elegans*, (sinônimo de *L. elegans*) o que sugere que o táxon faz parte de um complexo de espécies (Olou *et al.*, 2020).

Distribuição: Ocorre na Amazônia, Caatinga, Cerrado, Mata Atlântica, e já foi registrada para os estados do Amazonas, Bahia, Mato Grosso, Pará, Paraná, Pernambuco, Rondônia, Rio Grande do Sul, Santa Catarina e São Paulo (Maia *et al.* 2015). No estado de São Paulo foi registrada apenas nos municípios de Cananéia (Bononi & Gugliotta 1999), Mogi-Guaçu (Abrahão *et al.* 2012) e São Paulo, onde sua ocorrência no PEFI já havia sido registrada por Bononi *et al.* (1981).

***Podofomes mollis* (Sommerf.) Gorjón, Sydowia 73: 18. 2020. ≡ *Daedalea mollis* Sommerf., Supp. Fl. Lapp. 271. 1826. ≡ *Datronia mollis* (Sommerf.) Donk., Persoonia 4 (3): 338. 1966. (Mycobank 2023).**

Figura 2C–E:

Ilustração das microestruturas em: Silveira & Guerrero (1991, como *Datronia mollis*).

Basidioma anual, lignícola, efuso-reflexo a ressupinado. Píleo aplanado, flabeliforme, coriáceo, 1,3–5,5 × 1,5–7,1 × 0,1 cm. Superfície abhimenial estrigosa, castanho-escuro a quase preta; margem aguda, lobada, vilosa, castanha. Contexto homogêneo, azonado, castanho-claro, 1 mm espesso. Superfície himenial poroide, castanho; poros dedaloides a angulares, 1–3 por mm; tubos 0,1 cm de profundidade, marrons; dissepimentos inteiros. Sistema hifal trimítico; hifas generativas com ansas, hialinas e ramificadas, 2,8–4,0 µm diâm.; hifas esqueléticas castanhas, parede espessa, 4,1–5,5 µm diâm.; hifas conectivas hialinas e ramificadas, 3,2–4,3 µm diâm. Dendrohiáfídios presentes, ramificados, 1,5–2,25 µm diâm.; cistídiolos presentes, parede fina, 25,2–28,4 × 4,1–5,3 µm diâm. Medas muito abundantes. Basídios clavados,

hialinos, $15,0\text{--}18,2 \times 5,1\text{--}8,3 \mu\text{m}$. Basidiósporos cilíndricos, hialinos, $L' \times W' = (11,0\text{--})11,1\text{--}13,0(-13,1) \times (4,0\text{--})4,1\text{--}5,9(-6,1) \mu\text{m}$. $L=12 \mu\text{m}$. $W = 5,2 \mu\text{m}$. $Q = 2,3$.

Material examinado: BRASIL, SÃO PAULO, São Paulo, Parque Estadual das Fontes do Ipiranga, 27-IV-1995; A.M. Gugliotta *et al.* 465 (SP); 30-VIII-1995, A.M. Gugliotta *et al.* 553 (SP); 29-V-2000, A.M. Gugliotta & S.C.S. Souza 670 (SP); 10-X-2000, A.M. Gugliotta *et al.* 1088 (SP); 25-IX-2001, A.M. Gugliotta *et al.* 1117 (SP); 23-X-2001, A.M. Gugliotta *et al.* 1137 (SP); 06-XI-2003; G.R. Leal *et al.* s.n. (SP307903); 16-II-2004, C. Puccinelli *et al.* s.n. (SP308043); 25-IV-2012, V.M.V. Vitali 44 (SP498582).

Comentários: O basidioma efuso-reflexo a ressupinado, castanho-escuro a quase preto, com poros grandes (1–3 por mm), dedaloides a angulares são boas características para o reconhecimento da espécie em campo (Silveira & Guerrero 1991). Microscopicamente, se diferencia de outros gêneros de trametoides pela presença de dendrohiáfídios.

Distribuição: No Brasil sua ocorrência foi registrada nos estados do Acre, Paraná, Rio Grande do Sul, Santa Catarina e São Paulo, em áreas de Amazônia, Cerrado e Mata Atlântica (Maia *et al.* 2015). No estado de São Paulo já foi registrada nos seguintes municípios: Bebedouro (Gugliotta *et al.* 2012); Mogi-Guaçu (Abrahão *et al.* 2012; 2019), Santo André, São Paulo (Gugliotta *et al.* 2010) e São José do Rio Preto (Abrahão *et al.* 2009).

Podofomes stereoides (Fr.) Gorjón, Sydowia 73: 18. 2020. $\equiv$ *Polyporus stereoides* Fr., Observationes mycologicae 2: 258. 1818. $\equiv$ *Datronia stereoides* (Fr.) Ryvarden, Blyttia 25: 168. 1967.

Figura 2F–G;

Ilustração das microestruturas em: Gugliotta & Bononi (1999, como *Datronia stereoides*).

Basidioma anual, lignícola, efuso-reflexo a ressupinado, às vezes discoide. Píleo dimidiado, coriáceo, 1,1–2,1 × 2,1–3,2 × 0,1 cm. Superfície abhimenial tomentosa a estrigosa, castanho-escuro a preta; margem aguda, lobada, bege a branca. Contexto heterogêneo, castanho, linha negra presente, 1 mm espesso. Superfície himenial poroide, castanho-acinzentada; poros regulares, angulares a circulares, 3–5 por mm; tubos até 0,1 cm de profundidade, castanho-acinzentados; dissepimentos inteiros, finos. Sistema hifal dimítico; hifas generativas com ansas, hialinas, 1,5–2,2 µm diâm.; hifas esqueléticas marrons, retas, com algumas ramificações, parede espessa, 3,0–4,3 µm diâm. Dendrohiáfídios ramificados, presentes nas terminações dos dissepimentos, 1,5–2,5 µm diâm.; cistidiólos abundantes, 20,0–24,3 × 5,2–6,1 µm diâm. Basídios clavados, com ansa basal, 11–22,3 × 3,5–7,2 µm. Basidiósporos cilíndricos, hialinos, $L' \times W' = (9,2-9,5-11,2(-11,3) \times (3,0-3,2-5,0(-5,1) \mu\text{m}$. $L = 10,5 \mu\text{m}$. $W = 3,9 \mu\text{m}$. $Q = 2,7$.

Material examinado: BRASIL, SÃO PAULO, São Paulo, Parque Estadual das Fontes do Ipiranga, 27-IV-1993, A.M. Gugliotta et al. 451 (SP); idem, 03-X-2003, A.M. Gugliotta et al. 1191 (SP); idem, 05-XII-2006, C.L.C Redivo, et al. 07 (SP).

Comentários: *Podofomes stereoides* é caracterizada pelo basidioma efuso-reflexo a ressupinado, normalmente formando pequenos discos no ponto de adesão ao substrato. Se diferencia de *P. mollis* visto que esta espécie possui poros maiores (1–3 por mm) e de outros gêneros de trametoides por, microscopicamente, possuir dendrohiáfídios.

Distribuição: Sua ocorrência no Brasil está restrita às áreas de Amazônia e Mata Atlântica dos estados do Acre, Amapá, Bahia, Pará, Pernambuco, Rio Grande do Norte, Rondônia e São

Paulo (Maia *et al.* 2015). No estado de São Paulo já foi registrada nos seguintes municípios: Cananéia (Gugliotta & Bononi 1999), Sales (Gugliotta *et al.* 2012), Santo André (Gugliotta *et al.* 2010) e São Paulo (Motato-Vásquez *et al.* 2014).

***Pycnoporus sanguineus* (L.) Murrill, Bull. Torrey Bot. Club 31 (8): 421. 1904.**

≡ *Boletus sanguineus* L., Species Plantarum: 1646. 1763.

Figura 3A–B:

Ilustração das microestruturas em: Gugliotta & Bononi (1999).

Basidioma anual, pileado, séssil a efuso-reflexo, solitário a imbricado. Píleo aplanado, dimidiado a flabeliforme, coriáceo, 1,3–3,5 × 1,8–8,3 × 0,1–0,2 cm. Superfície abhimenial glabra, vermelha a alaranjada; margem fina, inteira. Contexto esponjoso a suberoso, homogêneo, alaranjado, 0,1–0,2 mm espesso. Superfície himenial poroide, laranja; poros circulares, 7–8 por mm; tubos alaranjados até 0,3 cm de profundidade; dissepimentos finos e denteados. Sistema hifal trimítico; hifas generativas com ansas, hialinas, parede fina, 2,5–3,0 µm diâm.; hifas esqueléticas hialinas, parede espessa, 4,2–7,0 diâm.; hifas conectivas hialinas, parede fina e ramificadas, 2,5–3,5 µm diâm. Elementos estéreis ausentes. Basídios tetrasterigmados, com ansa basal, clavados, hialinos, 9,8–17,9 × 3,6–7,4 µm. Basidiósporos cilíndricos, hialinos, parede fina, lisa, $L' \times W' = (3,8-5,8)(-5,9) \times 2,0-3,7(-4,2)$ µm. $L = 4,7$ µm. $W = 2,3$ µm. $Q = 2$.

Material examinado: BRASIL, SÃO PAULO, São Paulo, Parque Estadual das Fontes do Ipiranga, Viveiro do I.C.B, *s.d.*, *C. Lucchesi s.n.* (SP36481); 27-II-1961, *R. Salles & P. Francisco s.n.* (SP95531); *E.S. Beneke s.n.* (SP62028); 18-VI-1969, *B. Skvortzov s.n.* (SP106726); 20-X-1977, *S.F.B. Trufem s.n.* (SP141910); 05-IX-1980, *M. Capelari s.n.*

(SP157042); 30-VIII-1995, A.M. Gugliotta et al. 557 (SP); 23-X-2001, A.M. Gugliotta et al. 1134 (SP); 19-XII-2001, U.C. Peixoto (SP307868); 21-VIII-2003, M.D. Trude, (SP307901); 29-IX-2003, A.M. Gugliotta A17/03 (SP); 20-X-2006; C.L.C Redivo et al. 01 (SP); 28-VIII-2007, A.M. Gugliotta et al. 1247 (SP).

Comentários: *Pycnoporus sanguineus* é uma das espécies mais facilmente reconhecíveis em campo devido à sua coloração alaranjada e ao fato de ocorrer com frequência em áreas abertas e antropizadas; filogeneticamente, a espécie mais próxima é *Pycnoporus cinnabarinus* (Jacq.) P. Karst., que possui basidiomas mais espessos com himenóforo cujos poros permanecem com coloração intensa, mas não ocorre no Brasil (Valenzuela 1999; Pompa et al. 2011). A classificação de Justo & Hibbett (2011), baseada em análises filogenéticas, incluiu o gênero *Pycnoporus* no clado trametoide, e considerou o uso de um único nome genérico, *Trametes*, para este clado. Neste trabalho, os autores resgataram combinações de nomenclatura, como *Trametes sanguinea* (L. Fr) Lloyd, argumentando ser a melhor opção taxonômica e nomenclatural. Entretanto, de acordo com Gurgel et al. 2023, além de *Pycnoporus* ser um nome sancionado e conservado, incluir o táxon em *Trametes* implica mudanças nomenclaturais e, assim, decisão de sinonimizar *Pycnoporus* em *Trametes* deve ser cuidadosamente avaliada com base em mais dados moleculares.

Distribuição: possui registros em todas as regiões do Brasil, em áreas de Amazônia, Caatinga, Cerrado, Mata Atlântica, Pantanal (Maia et al. 2015). No Estado de São Paulo há registros da espécie nos seguintes municípios: Barretos, Macauba, Novo Horizonte, Palestina, Sales, São João de Iracema, Turmalina, União Paulista, Votuporanga (Gugliotta et al. 2012), Bragança Paulista, São Carlos (Abrahão et al. 2012), Cananéia (Gugliotta & Bononi 1999), Mogi-Guaçu (Gugliotta 1997; Abrahão et al. 2012; 2019), Santo André (Capelari et al. 2009; Gugliotta et al. 2010), São Luiz do Paraitinga (Pires et al. 2017), São José do Rio Preto (Abrahão et al.

2009), e São Paulo (Motato-Vásquez *et al.* 2014). A ocorrência da espécie no PEFI já havia sido registrada por Bononi *et al.* (1981) e Jesus (1993).

***Trametes cubensis* (Mont.) Sacc., Sylloge Fungorum 9: 198. 1891. $\equiv$ *Polyporus cubensis* Mont., Ann. Sc. Nat. Bot. 8: 364. 1837.**

Figura 3C–D:

Ilustração das microestruturas em: Gugliotta & Bononi (1999).

Basidioma anual, pileado, séssil, solitário a imbricado. Píleo flabeliforme, aplanado, 8,6–13,5 $\times$ 12,2–27,2 $\times$ 0,1–0,3 cm, creme. Superfície abhimenial concentricamente zonada próxima a margem, vilosa, glabra na maturidade, bege a creme. Contexto homogêneo, creme claro, até 0,2 mm espesso. Superfície himenial poroide; poros circulares a regulares, 4–6 por mm, creme; tubos até 0,4 cm de profundidade, de coloração creme; dissepimentos lisos, inteiros. Sistema hifal trimítico; hifas generativas com ansas, de parede fina, hialinas e ramificadas, 2,0–3,2 μ m diâm.; hifas esqueléticas hialinas, de parede espessa, retas, 4,1–5,0 μ m diâm.; hifas conectivas hialinas, parede espessa, bem ramificadas, 2,5–4,1 μ m diâm. Elementos estéreis ausentes. Basídios hialinos, 16–17,3 $\times$ 5,0–6,5 μ m. Basidiósporos cilíndricos a elipsoides, hialinos, de parede fina, $L' \times W' = (5,5-5,6-7,2 \times (3,0-3,1-4,2(-4,3)) \mu$ m. $L = 6,4 \mu$ m. $W = 3,6 \mu$ m. $Q = 1,8$.

Material examinado: BRASIL, SÃO PAULO, Parque Estadual das Fontes do Ipiranga, 23-XII-2000, A.M. Gugliotta & G.R. Leal s.n. (SP30816); 02-XII-2004, C. Puccinelli & G.R. Leal C21/4 (SP); 05-XII-2006, C.L.C. Redivo *et al.* 09 (SP); 08-II-2006, A.M. Gugliotta 1224 (SP); 28-VIII-2007, A.M. Gugliotta *et al.* 1243 (SP).

Comentários: Esta espécie pode ser reconhecida em campo pelo basidioma dimidiado, de coloração clara (creme a ocráceo) e um himenóforo com poros de tamanho médio a pequeno 4–5(-6) por mm. É flexível quando fresco e duro após a secagem. A superfície pilear pode apresentar uma mancha marrom-avermelhada perto da fixação ao substrato. O sistema hifal trimítico e basidiósporos cilíndricos caracterizam esta espécie microscopicamente.

Distribuição: Segundo Maia *et al.* (2015), a espécie ocorre em todas as regiões do Brasil, em áreas de Amazônia, Mata Atlântica e Pantanal. No estado de São Paulo foi registrada nos municípios de Cananéia (Gugliotta & Bononi 1999), Santo André (Capelari *et al.* 2009) e São Paulo (Gugliotta *et al.* 2010).

***Trametes decipiens* Bres., Ann. Mycol. 18 (1–3): 40. 1920. ≡ *Datronia decipiens* (Bres.) Ryvarden, Mycotaxon 33: 308. 1988.**

Figura 3E–F:

Ilustração das microestruturas em: Ryvarden (1988).

Basidioma anual, lignícola, pileado, séssil a efuso-reflexo. Píleo aplanado, flabeliforme, dimidiado, zonado, castanho-escuro, 1,5 × 2,1 × 0,1 cm. Superfície abhimenial hirsuta, castanha; margem aguda, lobada, castanho-clara. Contexto dúplex, com linha preta distinta, 1 mm espesso. Superfície himenial poroide, castanho-clara; poros angulares a dedaloides, 1–2 por mm; tubos 2 mm de profundidade, castanho-claros; dissepimentos lacerados, irregulares. Sistema hifal dimítico; hifas generativas hialinas, com ansas, parede fina, ramificadas, 2,0–3,2 µm diâm.; hifas esqueléticas castanhas, parede espessa, retas, 3,5–4,5 µm diâm. Elementos estéreis ausentes. Basídio cilíndricos, hialinos, 16,3–19,2 × 6,0–8,2 µm. Basidiósporos

elipsoides a cilíndricos, hialinos, parede fina, $L' \times W' = (11,2-11,5-14,0) \times (4,0-4,1-6,2(-6,5))$ μm . $L = 12,7 \mu\text{m}$. $W = 5,1 \mu\text{m}$. $Q = 2,5$.

Material examinado: BRASIL, SÃO PAULO, São Paulo, Parque Estadual das Fontes do Ipiranga, 16-24-I-1987, *L. Ryvarden et al. 24128* (SP).

Comentários: O basidioma efuso-reflexo, fino, contexto duplex com presença de linha negra que separa as porções superior e inferior, poros grandes e basidiósporos elipsoides caracterizam a espécie (Ryvarden 1988). Difere das demais espécies do gênero pois possui sistema hifal dimítico; difere das espécies de *Datronia* em função dos poros grandes (1–2 por mm) e basidiósporos elipsoides; difere de *Cerrena caperata* e *Funalia rigida* pois não possui píleo zonado concentricamente típicas destas espécies (Ryvarden & Johansen, 1980).

Distribuição: Ocorre apenas na Colômbia e no Brasil, onde já foi citada para os estados da Bahia (localidade tipo), Pernambuco, Roraima, Rio Grande do Sul (Ryvarden 1988, Baltazar *et al.* 2012, Maia *et al.* 2015, ICN 2019). Até o momento, o material estudado é o único coletado no estado de São Paulo.

Trametes lactinea (Berk.) Sacc., Sylloge Fungorum 6: 343. 1888. = *Trametes levis* Berk., London J. of Bot. 6: 507. 1847.

Figura 3G;

Ilustração das microestruturas em: Ryvarden (1988).

Basidioma anual, pileado, séssil e aplanado, com consistência de cortiça após desidratação. Píleo semicircular, $5,0 \times 7,0 \times 1,5$ cm, superfície abhimenial, glabra a finamente aveludada,

branca quando jovem, tornando-se cinza, a cinza-amarelada com a idade, sem zonas ou, quando presentes, são levemente radiadas, margem regular, inteira e espessa. Superfície himenial poroide, de mesma cor que o píleo, poros circulares, 3–4 por mm; dissepimentos inteiros e espessos, tubos de até 5 mm de profundidade. Contexto espesso, 3–9 mm, de cor creme, duro quando seco. Sistema hifal trimítico; hifas generativas hialinas, de paredes finas com ansas, abundantes na trama, 1,0–3,2 μm diâm.; hifas esqueléticas hialinas, abundantes, dominantes tanto na trama quanto no contexto, de paredes moderadamente espessas, 3,9–6,2 μm diâm.; hifas conectivas também abundantes, hialinas, muito ramificadas e arboriformes, 1,3–5,4 μm diâm.; Basídios clavados, hialinos, tetrasporados, 12,2–16,5 $\times$ 5–7,2 μm . Basidiósporos cilíndricos, hialinos e de parede fina e lisa, $L' \times W' = (5,5-5,6-6,9(-7,0) \times 2,2-3,0 \mu\text{m}$. $L = 6,2 \mu\text{m}$. $W = 2,6 \mu\text{m}$. $Q = 2,4$.

Material examinado: BRASIL, SÃO PAULO, São Paulo, Parque Estadual das Fontes do Ipiranga, 19--III-1999, *L.R. Silva s.n.* (SP381522).

Comentários: *Trametes lactinea* caracteriza-se por um basidioma espesso, branco quando jovem e que, com a maturidade, desenvolve tons acinzentados, e por poros circulares e regulares; microscopicamente, possui hifas conectivas arboriformes e basidiósporos cilíndricos. *T. lactinea* pode ser confundida macroscopicamente com *Tyromyces leucomallus* (Berk. & M.A. Curtis) Murrill devido aos basidiomas espessos e esbranquiçados, mas esta última possui sistema hifal monomítico e basidiósporos pequenos e alantóides. *Lenzites elegans* (Spreng.) Pe. também é semelhante na cor e no hábito aos basidiomas de *T. lactinea*, mas possui uma superfície himenial irregular dedaloide a lamelar, enquanto *T. lactinea* possui poros, redondos a angulares, mas nunca labirintiformes. Para além da morfologia, do ponto de vista filogenético, no trabalho de Justo & Hibbett (2011), há dois clados com ramos bem suportados que revelam que o clado *L. elegans* é muito mais divergente do que o de *T. lactinea*.

Fomitopsis nivosa (Berk.) Gilb. & Ryvarden também possui um basidioma espesso esbranquiçado, sistema hifal trimítico e esporos cilíndricos, mas difere de *T. lactinea* pois causa podridão marrom e desenvolve uma cutícula escura avermelhada na superfície pilear, quando o basidioma está velho.

Distribuição: A espécie ocorre na região pantropical e, segundo Ryvarden & Johansen (1980), há registros da espécie na África do Sul, Austrália e Filipinas. Também foi registrado da China (Zhang, 1999). Na região neotropical, há registro de ocorrência na Guiana (Aime *et al.* 2003), Jamaica (Ryvarden 2000) e Venezuela (Iturriaga & Ryvarden 2001). No Brasil já foi citada para os estados do Acre, Amazonas, Pará, Pernambuco, Rondônia e Sergipe (Gomes-Silva *et al.* 2010, Maia *et al.* 2015). Rick (1960) descreveu e citou a espécie no Estado do Rio Grande do Sul como *Trametes levis* Berk. Até o momento, o material estudado é o único coletado no estado de São Paulo.

Trametes neovillosa Fernandes & Gugliotta, Phytotaxa 591 (1): 80. 2023. $\equiv$ *Boletus pavonius* Hook., Syn. Pl. 1: 10. 1822. $\equiv$ *Trametes pavonia* (Hook.) Ryvarden, Nor. J. Bot. 19: 236. 1972. Figura 4A–B;

Ilustração das microestruturas em: Gilbertson & Ryvarden (1987).

Basidioma anual, pileado, séssil. Píleo dimidiado a flabeliforme, semicircular, coriáceo, fino e flexível quando fresco, 6,0–8,0 $\times$ 4,0–4,5 $\times$ 0,2–0,3 cm. Superfície abhimenial plana, ligeiramente sulcada, tomentosa a hirsuta, concentricamente zonada, com zonas de cores marrom-acinzentadas a cinza-acastanhadas; margem fina e regular. Superfície himenial amarelo-acinzentada a laranja pálida; poros regulares, circulares a angulares, 4–6 por mm; tubos com a mesma coloração que a superfície dos poros, curtos, até 1 mm de profundidade;

dissepimentos inteiros, estéreis, finos, brancos a amarelados. Contexto delgado, de mesma cor que a margem estéril, até 2 mm de espessura, dúplex, parte superior representada por um tomento fibroso, a parte inferior mais densa. Sistema hifal trimítico; hifas generativas hialinas, com ansas, de parede fina, 2,0–3,2 µm diâm.; hifas esqueléticas de parede espessa, hialinas e não ramificadas, dominantes na trama e no contexto, 2,0–6,5 µm diâm.; hifas conectivas também abundantes, especialmente no contexto, hialinas, de parede espessa, ramificadas, 1,5–3,5 µm diâm. Elementos estéreis ausentes. Basídios clavados, tetraesterigmados, 10,0–12,0 × 4,5–6,0 µm. Basidiósporos elipsoides, hialinos, parede fina e lisa, $L' \times W' = 3,9\text{--}5,5 \times 2,9\text{--}4,0$ µm. $L = 4,6$ µm. $W = 3,4$ µm. $Q = 1,3$.

Material Examinado: BRASIL, SÃO PAULO, São Paulo, Parque Estadual das Fontes do Ipiranga, 20-II-2020, A.M. Gugliotta & M.C. Westphalen 1633 (SP).

Comentários: A espécie caracteriza-se por basidiomas aplanados e coriáceos, concentricamente zonados e na micromorfologia, pelos basidiósporos elipsoides. Sua ocorrência no Brasil tem sido relatada como *Trametes pavonia* (Hook.) Ryvardeen, nome ilegítimo por ser homônimo posterior de *Trametes pavonia* (Berk.) Fr. Dessa maneira, Fernandes & Gugliotta (2023) propuseram o nome *Trametes neovillosa* Fernandes & Gugliotta para substituí-lo. *T. neovillosa* é uma espécie similar a *T. villosa*, entretanto, difere no tamanho dos poros, dificilmente visíveis a olho nu em *T. neovillosa* (4–6 por mm) enquanto em *T. villosa* os poros angulares são de 2–3 (-4) por mm.

Distribuição: Ocorre em todas as regiões do Brasil (Amazonas, Rondônia, Roraima, Tocantins, Alagoas, Pernambuco, Mato Grosso, Rio de Janeiro, São Paulo e Santa Catarina) em áreas de Floresta Amazônica, Mata Atlântica e Cerrado (Maia *et al.* 2015). No estado de São Paulo já foi registrada nos seguintes municípios: São Paulo e Cananéia. *Trametes ochracea* (Pers.) Gilb. & Ryvardeen, North American Pol. 2: 752. 1987. $\equiv$ *Boletus*

ochraceus Pers., Annal. Bot. (Usteri) 11: 29. 1794. = *Boletus zonatus* Nees, S. Pil. Schw. 221, t. 28:221. 1817.

Figura 4C–D;

Ilustração das microestruturas em: Gilbertson & Ryvarden (1987).

Basidioma anual, pileado, séssil a efuso-reflexo. Píleo dimidiado, aplanado, flexível a coriáceo, 2,5–5,4 × 3,2–7,5 × 0,1 cm. Superfície abhimenial levemente tomentosa a glabra, concentricamente zonada, com zonas vináceas a castanho-avermelhadas; margem lisa, inteira. Contexto fibroso, homogêneo, zonado, creme, até 1 mm espesso. Superfície himenial poroide, castanha; poros circulares, regulares, 3–4 por mm; tubos creme, até 0,3 cm de profundidade; dissepimentos inteiros, espessos. Sistema hifal trimítico; hifas generativas com ansas, parede fina, 2,0–3,5 µm diâm.; hifas esqueléticas amareladas a hialinas, retas, 4,0–7,2 µm diâm.; hifas conectivas hialinas, ramificadas, 2,2–4,0 µm diâm. Elementos estéreis ausentes. Basídios não observados. Basidiósporos cilíndricos, hialinos, parede fina, $L' \times W' = (5,0-)5,2-7,3(-7,5) \times (2,1-)2,2-3,2 \mu\text{m}$. $L = 6,2 \mu\text{m}$. $W = 2,7 \mu\text{m}$. $Q = 2,3$.

Material examinado: BRASIL, SÃO PAULO, São Paulo, Parque Estadual das Fontes do Ipiranga, *J.S. Furtado s.n.*, 7-VIII-1959 (SP 43834); 07-VI-1960, *J.S. Furtado s.n.* (SP50897); 26-VI-1960, *M.E.P.K. Fidalgo & E. Campos s.n.* (SP47007); 19-VIII-1960, *A.R. Teixeira s.n.* (SP51090); 22-VI-1961, *E.S. Beneke s.n.* (SP62022; SP 95118); 22-VI-1961, *A. Rogers s.n.* (SP62015); 23-VI-1961, *E.S. Beneke s.n.* (SP95104); 1963, *D. Vital s.n.* (SP70785); 22-IV-1969, *B. Skvortzov s.n.* (SP103944).

Comentários: *Trametes ochracea* é caracterizada por apresentar um píleo fosco com zonações de tons vináceos e superfície himenial com poros castanhos que, na senescência, adquire tons de cinza pálido. Pode ser confundida com *Trametes versicolor* (L.) Lloyd, mas essa espécie

possui basidioma de tons menos pálidos e mais fortemente zonado, de consistência fina e flexível (não coriáceo). Também pode se assemelhar a *Trametes pubescens* (Schumach.) Pilát, mas esta possui superfície pilear de cor creme uniforme, sem zonações (ou muito fracamente zonada) (Gilbertson & Ryvarden 1987).

Distribuição: De acordo com Maia *et al.* (2015) a espécie foi registrada em áreas de Cerrado e Mata Atlântica nos estados do Rio Grande do Sul e São Paulo. Os relatos de ocorrência de *Trametes ochracea* no estado de São Paulo restringem-se aos municípios de Mogi-Guaçu (Abrahão *et al.* 2012) e São Paulo (Motato-Vásquez *et al.* 2014). A ocorrência da espécie no PEFI já havia sido registrada por Bononi *et al.* (1981).

***Trametes polyzona* (Pers.) Justo, Taxon 60 (6): 1580 (2011). ≡ *Polyporus polyzonus* Pers., Botanique (Nagpur) 5: 170. 1827. ≡ *Coriolopsis polyzona* (Pers.) Ryvarden, Nor. J. Bot. 19: 230. 1972.**

Figura 4E–F;

Ilustração das microestruturas em: Ryvarden & Johansen (1980).

Basidioma anual, lignícola, pileado sésil a efuso-reflexo, solitário ou em grupos. Píleo dimidiado a flabeliforme, coriáceo, 2,7–4,4 × 5,4–8,2 × 0,2–0,4 cm. Superfície abhimenial ocrácea a castanho-clara, hirsuta, concentricamente zonada e sulcada; margem fina e lobada. Contexto dúplex, castanho a castanho-acinzentado, até 2 mm espesso. Superfície himenial castanho-dourada; poros circulares a angulares, 3–4 por mm; tubos 1–2 mm de profundidade; dissepimentos inteiros. Sistema hifal trimítico; hifas generativas com ansas, hialinas com parede fina, 2,1–3,3 µm diâm.; hifas esqueléticas castanhas, algumas hialinas, retas, 4,2–8,3 µm diâm.; hifas conectivas hialinas a castanhas, ramificadas, 3,0–4,0 × 5,8–6,5 µm diâm.

Elementos estéreis ausentes. Basídios clavados, hialinos, parede fina, com ansa basal, 12,2–17,5 μm . Basidiósporos cilíndricos, hialinos, parede fina e lisa, $L' \times W' = (5,0-5,2-7,2(-7,3) \times 2,5-4,0(-4,1) \mu\text{m}$. $L = 6,4 \mu\text{m}$. $W = 3,1 \mu\text{m}$. $Q = 2,1$.

Material Examinado: BRASIL, SÃO PAULO, São Paulo, Parque Estadual das Fontes do Ipiranga, Picada R. Brown, 01-II-1960, *O. Fidalgo et al. s.n.* (SP46770); 06-II-1960, *J.S. Furtado & O. Fidalgo s.n.* (SP46660); 26-II-1960, *O. Fidalgo et al. s.n.* (SP47633); 29-XI-1961, *A.R. Salles s.n.* (SP62001); Picada Gardner, 1962, *A.R. Salles s.n.* (SP61505); 15-III-1995, *L.K. Okino & A.M. Gugliotta s.n.* (SP250928); 08-XII-2006, *C.L.C. Redivo & A.M. Gugliotta 11* (SP).

Comentários: A espécie caracteriza-se pelo basidioma pileado, séssil a efuso-reflexo, dimidiado a flabeliforme com superfície abhimenial ocrácea a castanho-clara, hirsuta, concentricamente zonada e sulcada, que pode apresentar contexto dúplex. Microscopicamente, caracteriza-se por possuir basidiósporos cilíndricos e hialinos, o que, nesse aspecto, difere a espécie da *T. neovillosa*, que possui basidiosporos elipsoides. Em virtude da grande variação na morfologia do basidioma, essa espécie pode ser confundida com espécimes velhos de *Trametes hirsuta* (Wulf.:Fr.) Pilát, cujos basidiomas se tornam ocráceos a castanho escuros. No entanto, quando fresco, *T. hirsuta* apresenta superfície pilear hirsuta, acinzentada, assim como a superfície himenial; o contexto é branco e basidiósporos ligeiramente menores 4,5–7 $\times$ 1,5–2,5 μm (Ryvarden & Johansen 1980, Bernicchia 1990).

Distribuição: A espécie ocorre em áreas de Amazônia, Cerrado, Mata Atlântica, Pantanal (Maia *et al.* 2015), e no estado de São Paulo já foi registrada nos seguintes municípios: Mogi-Guaçu (Abrahão *et al.* 2012), Santo André (Capelari *et al.* 2009; Gugliotta *et al.* 2010), São

José do Rio Preto (Abrahão *et al.* 2009) e São Paulo, onde sua ocorrência no PEFI já havia sido registrada por Bononi *et al.* (1981).

Trametes villosa (Sw.) Kreisel, Monografias Ciencias Universidad de Habana 16: 83. 1971.
≡ *Boletus villosus* Sw., Nova genera et species Plantarum seu prodromus descriptioneum vegetabilium maximam parte incognitorum qua sub itinere in Indiam Occidentalem annis 1783-1787 digessit Olof Swartz M.D.: 148. 1788. ≡ *Coriolus villosus* (Sw.) Bondartseva & S. Herrera, Nov. Sist. Nizs. Rast. 16: 50. 1979.

Figura 4G–H;

Ilustração das microestruturas em: Gugliotta & Bononi (1999).

Basidioma anual, pileado, séssil a efuso-reflexo, solitário ou em grupos. Píleo dimidiado a flabeliforme, coriáceo a lenhoso, 1,0–6,2 × 1,7–7,6 × 0,1 cm. Superfície abhimenial vilosa, concentricamente zonada, castanho-clara a castanho-acinzentada; margem vilosa, lisa, aguda, lobada, castanho-clara. Contexto homogêneo, até 1 mm espesso, castanho-claro. Superfície himenial poroide, creme a bege; poros regulares, angulares, 2–3 (4) por mm; tubos bege, até 0,1 cm de profundidade; dissepimentos lacerados. Sistema hifal trimítico; hifas generativas com ansas, hialinas, parede fina, 1,5–2,5 µm diâm.; hifas esqueléticas hialinas, retas, sem ramificações, parede espessa, 3,7–5,0 µm diâm.; hifas conectivas hialinas, parede espessa, lisa, ramificadas, 2,0–4,0 µm diâm. Elementos estéreis ausentes. Basídios tetraesterigmados, clavados, hialinas, 10–16,5 × 4,2–8,2 µm. Basidiósporos cilíndricos, hialinos, parede fina, $L' \times W' = (5,0-5,1-7,0(-7,2) \times 2,1-3,9(-4,0) \mu\text{m}$. $L = 6,1 \mu\text{m}$. $W = 2,9 \mu\text{m}$. $Q = 2,1$.

Material Examinado: BRASIL, SÃO PAULO, São Paulo, Parque Estadual das Fontes do Ipiranga, s.d., V.L. *Penteado* s.n. (SP141886); Picada Faquini, 1960, E.F. *Campos* s.n.

(SP193682); 01-I-1960, *N. Pires* s.n. (SP48270); Picada Gardner, 20-VI- 1960, *E.J. Campos & J.R.P. Castro* s.n. (SP50331); 20-VII-1960, *E.F. Campos* s.n. (SP50742); 26-VI-1960, *M.E.P.K. Fidalgo & E.F. Campos* s.n. (SP50977); 04-VIII-1960, *J.S. Furtado* s.n. (SP50814); 22-VI-1961, *E.S. Beneke* (SP60963); 11-XI-1961, *A.R. Salles* s.n. (SP61475); Picada Loefgreen, 28-IX-1962, *A.R. Sales* (SP95927); 06-X-1966, *H. Reguejo* s.n. (SP97578); 31-VIII-1970, *B. Skvortzov* s.n. (SP109170, SP109173); 12-X-1970, *B. Skvortzov* s.n. (SP109157); 07-XI-1997, *A.M. Gugliotta et al.* 1028 (SP); 08-XII-2006, *C.L.C Redivo & A.M. Gugliotta* 010 (SP); 18-XII-2006, *C.L.C Redivo* 012 (SP); 28-VIII-2007, *A.M. Gugliotta & L.J. Gimenes* 1250, 1251 (SP).

Comentários: *Trametes villosa* pode ser reconhecido pelo basidioma fino, com superfície vilosa e poros himenoforais grandes, tubos rasos com dissepimentos denteados, além de grande quantidade de hifas conectivas. Diferencia-se das outras duas espécies de *Trametes* pelo hábito geralmente efuso-reflexo, poros grandes (2–4 por mm) e basidioma mais fino, com até 2,5 mm de espessura. Assim como *P. sanguineus*, parece não ser muito exigente quanto à umidade para crescer. *Trametes membranacea* (Sw.) Kreise e *T. versicolor* (L.) Lloyd são semelhantes a *T. villosa*, mas apresentam poros pequenos (Silveira & Guerrero 1991).

Distribuição: Trata-se de uma espécie de ampla distribuição no Brasil ocorrendo na Amazônia, Caatinga, Cerrado, Mata Atlântica, Pampa e Pantanal. No Estado de São Paulo há registros da espécie nos seguintes municípios: Bragança Paulista, São Carlos (Abrahão *et al.* 2012), Cananéia (Gugliotta & Bononi 1999), Mogi-Guaçu (Gugliotta 1997; Abrahão *et al.* 2012; 2019), Sales, Votuporanga (Gugliotta *et al.* 2012), Santo André (Capelari *et al.* 2009; Gugliotta *et al.* 2010), São Luiz do Paraitinga (Pires *et al.* 2017) e São Paulo (Gugliotta *et al.*

2010; Motato-Vásquez *et al.* 2014). A ocorrência da espécie no PEFI já havia sido registrada por Bononi *et al.* (1981) e Jesus (1993).

Foi localizado no Herbário SP um espécime de fungos trametoide coletado no Parque Estadual das Fontes do Ipiranga determinado previamente como *Trametes* cf. *ochroflava* Cooke (SP212935). O material foi examinado, mas não possui estruturas férteis ou características diagnósticas suficientes para determinação específica. Assim, apesar de haver registros da espécie em áreas de Mata Atlântica e Amazônia no Brasil (Maia *et al.* 2015), sua ocorrência no parque não pôde ser confirmada.

O PEFI é uma área de Mata Atlântica preservada (e efetivamente protegida como Unidades de Conservação) com relevante importância ambiental para diversos organismos e não é diferente com os fungos trametoides. Com esse trabalho, se observa um novo registro de espécie do grupo para o estado de São Paulo - *Trametes lactinea* e outros cinco táxons registrados pela primeira vez para a localidade - *Podofomes mollis*, *P. stereoides*, *Trametes cubensis*, *T. decipiens* e *T. neovillosa*. Segundo a base de dados Flora e Funga do Brasil (<http://floradobrasil.jbrj.gov.br>) são registradas para o país 49 espécies de fungos trametoides sendo que, destas, 26 foram registradas para o estado de São Paulo. Desse modo, as 15 espécies distribuídas nos seis gêneros relacionados neste trabalho revelam que no PEFI se encontram quase 60% da diversidade de trametoides documentadas, até o momento, para o estado de São Paulo.

Agradecimentos

À CAPES pela bolsa de Doutorado concedida à primeira autora; ao Instituto Nacional de Ciência e Tecnologia Herbário Virtual da Flora e dos Fungos (INCT-HVFF) que conta com

apoio financeiro do Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq), da Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) e da Fundação de Ampara à Ciência e Tecnologia do Estado de Pernambuco (FACEPE); pela bolsa de Pós-Doutorado concedida a Ricardo M. Pires; ao CNPq pelo pela bolsa de Iniciação Científica concedida à Daniele Santana da Silva e à FAPESP pelo apoio financeiro (processo 2017/50341-0).

Contribuição dos Autores

Mariana Fernandes: Contribuição substancial na concepção e design do estudo; contribuição na coleta de dados; contribuição na análise de dados e interpretação dos resultados; contribuição na preparação do manuscrito.

Adriana de Mello Gugliotta: Contribuição na preparação do manuscrito; contribuição na revisão crítica.

Ricardo Mateus Pires: Contribuição na coleta de dados; contribuição para análise de dados.

Daniele Santana da Silva: Contribuição na coleta de dados; contribuição para análise de dados.

Conflitos de interesse

Não há conflitos de interesse.

Literatura citada

Abrahão, M. C., Gugliotta, A.M. & Gomes, E. 2009. Poliporóides (Basidiomycota) em fragmentos de mata no perímetro urbano de São José do Rio Preto, São Paulo, Brasil. *Brazilian Journal of Botany*. 32 (3): 427–440.

- Abrahão, M.C., Gugliotta, A.M. & Bononi, V.L.R.** 2012. Xylophilous Agaricomycetes (Basidiomycota) of the Brazilian Cerrado. *Check List* 8(5): 1102–1116.
- Abrahão, M.C., Pires, R.M., Gugliotta, A.M., Gomes, E.P.C. & Bononi, V.L.R.** 2019. Wood-decay fungi (Agaricomycetes, Basidiomycota) in three physiognomies in the savannah region in Brazil. *Hoehnea* 46 (1): 1–11.
- Aime M.C, Henkel T.W, Ryvarden L.** 2003. Studies in neotropical polypores 15. New and interesting species from Guyana. *Mycologia* 95(4): 614–619.
- Arroyo-Figueroa, G., Ruiz-Aguilar, G.M.L., López-Martínez, L., González-Sánchez, G., Cuevas-Rodríguez, G. & Rodríguez-Vázquez, R.** 2011. Treatment of a textile effluent from dyeing with cochineal extracts using *Trametes versicolor* fungus. *The Scientific World Journal* 11: 1005–1016.
- Baltazar, J.M., Drechsler-Santos, E.R., Ryvarden, L., Cavalcanti, M.A.Q. & Gibertoni, T.B.** 2012. Contribution to the knowledge of polypores (Agaricomycetes) from the Atlantic forest and Caatinga, with new records from Brazil. *Mycosphere* 3(3): 267–280.
- Bahram, M., Netherway, T.** Fungi as mediators linking organisms and ecosystems. 2022. *Microbiology Reviews*, 46 (2): 1–16.
- Bicudo, D.C., Forti, M.C. & Bicudo, C.E.M.** 2002. PEFI: unidade de conservação que resiste à urbanização de São Paulo. Imprensa Oficial do Estado de São Paulo, São Paulo.
- Binder, M., Hibbett, D.S., Larsson, K.-H., Larsson, E. & Langer, E.** 2005. The phylogenetic distribution of resupinate forms in the homobasidiomycetes. *Syst. Biodivers.* 3: 113–157.
- Bononi, V.L.R.** 1984. Basidiomicetos do cerrado da reserva Biológica de Moji-Guaçu. *Rickia* 11: 1–25.
- Bononi, V.L.R., Trufem, S.F.B. & Grandi, R.A.P.** 1981. Fungos macroscópicos do Parque Estadual das Fontes do Ipiranga, depositados no Herbário do Instituto de Botânica. *Rickia* 9: 37–53.
- Carlson, A., Justo, A. & Hibbett D.S.** 2014. Species delimitation in *Trametes*: a comparison of ITS, RPB1, RPB2 and TEF1 gene phylogenies. *Mycologia* 106 (4): 735–745.
- Corner, E.J.H.** 1989. Ad Polyporaceas VI. The genus *Trametes*. *Beihefte zur Nova Hedwigia* 97: 1–197.
- Fernandes, M., Gugliotta, A. M.** 2023. *Trametes neovillosa* (Polyporaceae), a new name for the later homonym *Trametes pavonia* (Hook.) Ryvarden. *Phytotaxa* 591 (1): 80–82.
- Ferreira-Silva, V., Gusmão, N. B., Gibertoni, T. B., Silva, L. A. de O.** 2022. *Trametes lactinea* and *T. villosa* collected in Brazil are able to discolor indigo carmine. *Acta Botanica Brasilica*, 36.

- Fidalgo, M.E.P.K.** 1968b. The genus *Hexagona*. Memoirs of the New York Botanical Garden 17:35–108.
- Fidalgo, O. & Bononi, V.L.R.** (org.). 1984. Técnicas de coleta, preservação e herborização de material botânico. Manual nº4. São Paulo: Instituto de Botânica, 62pp.
- Fidalgo, O. & Fidalgo, M.E.P.K.** 1957. Revisão de Fungi São Paulensis. Arquivos do Museu Nacional 43: 157-188.
- Fidalgo, O., Fidalgo, M.E.P.K. & Furtado, J.S.** 1965. Fungi of the “cerrado” region of São Paulo. Rickia 2: 55-71
- Flora e Funga do Brasil.** Jardim Botânico do Rio de Janeiro. Disponível em: < <http://floradobrasil.jbrj.gov.br/> >. Accessed on: 10 Aug. 2023
- Freitas, S.R., Hawbaker, T.J., Metzger, J.P.** 2010. Effects of roads, topography, and land use on forest cover dynamics in the Brazilian Atlantic Forest. Forest Ecology and Management 259: 410–417.
- Fundação SOS Mata Atlântica & Instituto Nacional de Pesquisas Espaciais.** 2011. Atlas dos remanescentes florestais da Mata Atlântica, Período 2008 a 2012. <http://www.sosma.org.br.>, acesso em 10/05/2018.
- Gilbertson & Ryvarden, L.** 1987. North American Polypores 2: 752
- Gomes-Silva, A.C.; Ryvarden, L. Gibertoni, T.B.** 2010. Notes on *Trametes* from the Brazilian Amazonia. Mycotaxon 113: 61–71.
- Gorjón, S.P., Bobadilla-Peñaló, E.M., & Bobo-Pinilla, J.** 2020. Phylogeny of *Podofomes trogii* reveals its relationships with *Datronia* in the Polyporaceae (Basidiomycota). Sydowia. 73: 13–19.
- Groeneveld, J., Alves, L.F., Bernacci, L.C., Catharino, E.L.M., Knogge, C., Pütz, S., Huth, A., Metzger, J.P.** 2009. The impact of fragmentation and density regulation on forest succession in the Atlantic rain forest. Ecological Modelling 220: 2450–2459.
- Gugliotta, A.M.** 1997. Polyporaceae de mata ciliar da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji-Guaçu, SP, Brasil. Hoehnea 24: 89–106.
- Gugliotta, A.M. & Bononi, V.R.L.** 1999. Polyporaceae do Parque Estadual da Ilha do Cardoso, São Paulo, Brasil. Boletim do Instituto de Botânica 12: 1–112.
- Gugliotta, A.M. & Capelari, M.** 1998. Taxonomia de Basidiomicetos In: Bononi, V.L.R. & Grandi, R.A.P. (orgs.). Zigomicetos, basidiomicetos e deuteromicetos: noções básicas de taxonomia e aplicações biotecnológicas. Instituto de Botânica, São Paulo. pp. 68–105.

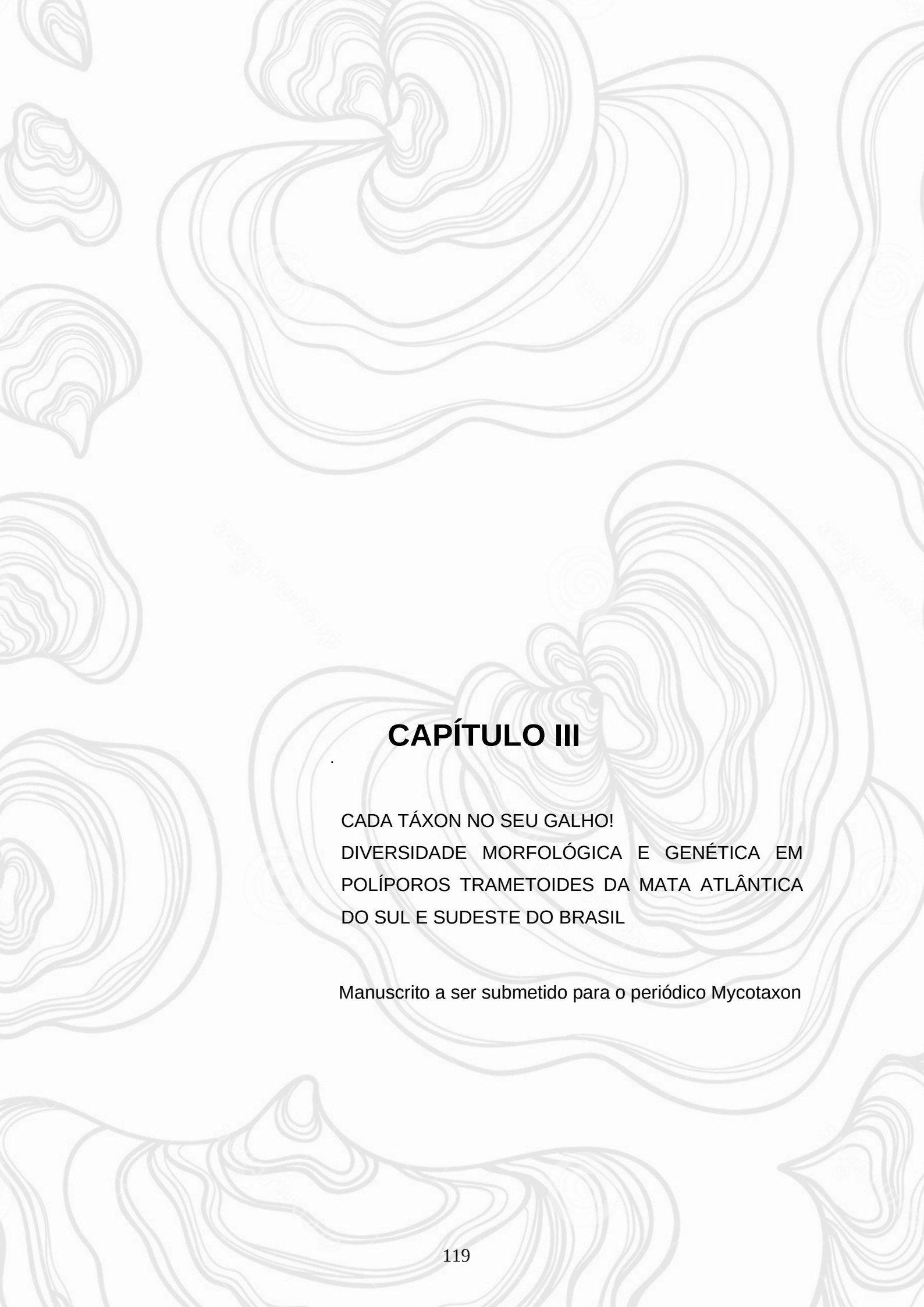
- Gugliotta, A.M., Fonsêca, M.P. & Bononi, V.L.R.** 2010. Additions to the knowledge of aphyllorphoroid fungi (Basidiomycota) of Atlantic Rain Forest in São Paulo State, Brazil. *Mycotaxon* 112: 335–338.
- Gurgel, R. A.F., Carvalho, C., Ishikawa, N. & Cabral, T.** 2023. Nomenclatural review and history of *Pycnoporus* (Polyporaceae): A widespread, bright-reddish genus in Basidiomycota. *Phytotaxa*. 589: 296–300.
- Hibbett, D.S. & Donoghue, M.J.** 2001. Analysis of correlations among wood decay mechanisms, mating systems, and substrate ranges in homobasidiomycetes. *Syst. Biol.* 50: 215–242.
- He, M.-Q., Zhao, R.-L., Hyde, K.D. et al.** 2019. Notes, outline and divergence times of Basidiomycota. *Fungal Diversity* 99:105–367.
- ICN** - Herbário do Instituto de Ciências Naturais. 2019. Disponível em <http://www.splink.org.br>. Acesso em 28/05/2019.
- INPA** - Coleção de Fungos (INPA-Fungos). 2019. Disponível em <http://www.splink.org.br>. Acesso em 28/05/2019.
- Iturriaga T., Ryvarden L.** 2001. Studies in neotropical polypores 9. A critical check list of poroid fungi from Venezuela. *Mycotaxon* 78: 393–405.
- Jesus, M.A.** 1993. Basidiomicetos lignocelulolíticos de floresta nativa e de *Pinus elliottii* Engelm. do Parque Estadual das Fontes do Ipiranga, São Paulo, SP. *Hoehnea* 20: 119–126.
- Justo, A. & Hibbett, D.S.** 2011. Phylogenetic classification of *Trametes* (Basidiomycota, Polyporales) based on a five-marker dataset. *Taxon* 60(6): 1567–1583.
- Kirk, P.M., Cannon, P.F., Minter, D.W. & Stalpers, J.A.** 2008. Dictionary of the Fungi, 10th ed. CABI, Wallingford.
- Ko, K.S. & Jung, H.S.** 1999a. Molecular phylogeny of *Trametes* and related genera. *Antonie van Leeuwenhoek* 75: 191–199.
- Ko, K.S. & Jung, H.S.** 1999b. Phylogenetic re-evaluation of *Trametes consors* based on mitochondrial small subunit ribosomal DNA sequences. *FEMS Microbiology Letters* 170: 181–186.
- Li, H.J., Cui, B.K. & Dai, Y.C.** 2014. Taxonomy and multi-gene phylogeny of *Datronia* (Polyporales, Basidiomycota). *Persoonia* 32: 170 –182.
- Lira, P.K., Tambosi, L.R., Ewers, R.M., Metzger, J.P.** 2012. Land-use and land-cover change in Atlantic Forest landscapes. *Forest Ecology and Management* 278: 80–89.

- Lundell, T.K., Mäkelä, M.R. & Hildén, K.** 2010. Lignin-modifying enzymes in filamentous basidiomycetes – ecological, functional and phylogenetic review. *Journal of Basic Microbiology* 50: 5–20.
- Machado, K.M.G., Compart, L.C.A., Morais, R.O., Rosa, L.H. & Santos, M.H.** 2006. Biodegradation of reactive textile dyes by basidiomycetous fungi from Brazilian ecosystems. *Brazilian Journal of Microbiology* 37: 481–487.
- Maia, L., Carvalho-Junior, A., Andrade, L., Gugliotta, A., & Drechsler-Santos, E.R., Santiago, A., Cáceres, M., Gibertoni, T., Aptroot, A., Giachini, A., Soares, A., Gomes-Silva, A., Magnago, A., Tomio-Goto, B., Lira, C., Salvador-Montoya, C., Zottarelli, C., Silva, D. K., Soares, D., Silva, V.** 2015. Diversity of Brazilian Fungi. *Rodriguesia*. 66: 1-13.
- Milanez, A.I., Bicudo, C.E.M., Vital, D.M. & Grandi, R.A.P.** 1990. Criptógamos do Parque Estadual das Fontes do Ipiranga, São Paulo, SP: Planejamento. *Hoehnea* 17: 43-49.
- Mittermeier, R. A., Robles-Gil, P., Hoffmann, M., Pilgrim, J. D., Brooks, T. B., Mittermeier, C. G., Lamoreux, J. L. & Fonseca, G. A. B.** 2004. Hotspots Revisited: Earths Biologically Richest and Most Endangered Ecoregions. CEMEX, Mexico City, Mexico 390pp.
- Miettinen, O.; Vlasák, J.; Rivoire, B.; Spirin, V.** 2018. *Postia caesia* complex (Polyporales, Basidiomycota) in temperate Northern Hemisphere. 1 (1), 101-129.
- Motato-Vásquez, V., Pires, R.M. & Gugliotta, A.M.** 2015. Polypores from an Atlantic rainforest area in southeast Brazil: pileate species. *Revista Brasileira de Botânica* 38(1): 149–164.
- Motato-Vásquez, V.; Grassi, E.; Gugliotta, A.M.; Robledo, G.L.** 2018. Evolutionary relationships of *Bresadolia* (Basidiomycota, Polyporales) based on molecular and morphological evidence. *Mycological Progress*. 17(9): 1031-1048.
- MycoBank.** 2023. Fungal Databases, Nomenclature & Species Banks. Disponível em: <http://www.mycobank.org/> (acesso em 30-I-2023).
- Olou, B.A., Krah, F.-S., Piepenbring, M., Yorou, N.S. & Langer, E.** 2020. Diversity of *Trametes* (Polyporales, Basidiomycota) in tropical Benin and description of new species *Trametes parvispora*. *MycologyKeys* 65: 25–47.
- Oyetayo, O.V.** 2018. Molecular variations in *Lenzites* species collected from Nigeria and other parts of the world using Internal Transcribed Spacers (ITS) regions of Ribosomal RNA *Microbial Biosystems* 3(2): 40–45.
- Palacio, M. Borges Da Silveira, R.M.; Robledo, G.L.** 2019. *Neofavolus subpurpurascens* comb. nov., with new records from the Neotropics. *Phytotaxa* (405) 4: 6.

- Pires, R.M., Motato-Vásquez, V., Westphalen, M.C. & Gugliotta, A.M.** 2017. Polyporales and related poroid genera (Basidiomycota) from Parque Estadual da Serra do Mar, São Paulo, Brazil. *Hoehnea* 44(1): 145–157.
- Pompa, A., Aguirre, E., Encalada, A.V., de Anda, A., Cifuentes, J., Valenzuela, R.** 2011. Los macromicetos del Jardín Botánico de ECOSUR “Dr. Alfredo Barrera Marín” Puerto Morelos. Quintana Roo. CONABIO.
- Pounds, J. A., Bustamante, M. R., Coloma, L. A., Consuegra, J. A., Fogden, M. P. L., Foster, P. N., La Marca, E. Masters, K.L., Merino-Viteri, A., Puschendorf, R., Ron S.R., Sánchez-Azofeifa G.A., Still C.J., Young, B.E.** 2006. Widespread amphibian extinctions from epidemic disease driven by global warming. *Nature* 439: 161–167.
- Ribeiro, M.C., Metzger, J.P., Martensen, A.C., Ponzoni, F.J., Hirota, M.M.** 2009. The Brazilian Atlantic Forest: How much is left, and how is the remaining forest distributed? Implications for conservation. *Biological Conservation* 142: 1141–1153.
- Rick J.** 1960. Basidiomycetes Eubasidii in Rio Grande do Sul – Brasilia 4. Meruliaceae, Polyporaceae e Boletaceae. *Iheringia Série Botânica* 7: 193–295.
- Ryvarden L., Johansen I.** 1980. A preliminary polypore flora of East Africa. Oslo, Fungiflora. 636pp.
- Ryvarden, L.** 1988. Type studies in the Polyporaceae – 20. Species described by G. Bresadola. *Mycotaxon* 33: 303–327.
- Ryvarden, L.** 1991. Genera of Polypores. Nomenclature and taxonomy. *Synopsis Fungorum* 5. Oslo, Fungiflora. pp.363.
- Ryvarden L.** 2000. Studies in Neotropical Polypores 8: Poroid Fungi from Jamaica – a preliminary check list. *Mycotaxon* 76: 349–360.
- Ryvarden, L.** 2004. Neotropical Polypores. Introduction, Ganodermataceae & Hymenochaetaceae. *Synopsis Fungorum* 19. Oslo, Fungiflora. 1–27pp.
- Ryvarden, L.** 2015a. Studies in Neotropical polypores 39. *Trametes alba* nova species. *Synopsis Fungorum* 33: 32–35.
- Ryvarden, L.** 2015b. Neotropical polypores part 2. Polyporaceae, *Abortiporus-Nigroporus*. *Synopsis Fungorum* 34: 231–443.
- Ryvarden, L.** 2016. Neotropical polypores part 3. Polyporaceae, *Obba-Wrightoporia*. *Synopsis Fungorum* 34: 444–613.
- Ryvarden, L. & Johansen, G.J.** 1980. A preliminary polypore flora of East Africa. Fungiflora, Oslo.

- Silveira, R.M.B. & Guerrero, R.T.** 1991. Aphyllophorales poliporoides (Basidiomycetes) do Parque Nacional de Aparados da Serra, Rio Grande do Sul. *Boletim do Instituto de Biociências* 48: 1–127.
- Teixeira, A.R.** 1995. Método para estudo das hifas do basidiocarpo de fungos poliporáceos. São Paulo, Instituto de Botânica. 20p.
- Thiers, B.** 2020 (continuously updated). Index Herbariorum, a global directory of public herbaria and associated staff. New York Botanical Garden's Virtual Herbarium, New York. Disponível em <http://sweetgum.nybg.org/science/ih/> (acesso em 14-VII-2020).
- Tomšovský, M.** 2008. Molecular phylogeny and taxonomy position of *Trametes cervina* and description of a new genus *Trametopsis*. *Czech Mycology*. 60: 1–11.
- Tomšovský, M., Kolarik, M., Pazoutová, S. & Homolka, L.** 2006. Molecular phylogeny of European *Trametes* (Basidiomycetes, Polyporales) species based on LSU and ITS (nrDNA) sequences. *Nova Hedwigia* 82: 269–280.
- Ueitele, I.S.E., Chimwamurombe, P.M. & Kadhila, N.P.** 2018. Molecular phylogeny of *Trametes* and related genera from Northern Namibia. *Jordan Journal of Biological Sciences* 11(1): 99–105.
- Valenzuela, G.R.** 1999. Las familias Polyporaceae sensu stricto y Albatrellaceae en México. Instituto Politécnico Nacional. Escuela Nacional de Ciencias Biológicas. Informe final SNIB-CONABIO. México, D.F.
- Vitali, V.M.V, Ballaminut, N. & Matheus, D.R.** 2018. Decolorization of CI Reactive Blue 222 by immobilized basidiomycetes in response to different carbon and nitrogen inputs. *Hoehnea* 45: 352–360.
- Whately, M., Santoro, P.F., Gonçalves, B.C., Gonzatto, A.M.** 2008. Parques urbanos municipais de São Paulo: subsídios para a gestão. Instituto Socioambiental. São Paulo. 124p.
- Westphalen, M.C.; Motato-Vásquez, V.; Tomšovský, M.; Gugliotta, A.M.** 2021. Additions to the knowledge of hydroid Steccherinaceae: Cabalodontia, Etheirodon, Metuloidea, and Steccherinum, *Mycologia*, 113(4):791–806.
- Wijayawardene, N.N., Hyde, K.D., Al-Ani, L.K., Tedersoo, L. et al.** 2020. Outline of Fungi and fungus-like taxa. *Mycosphere* 11: 1060–1456.
- Zhang X.Q.** 1999. Fungal flora of tropical Guangxi, China: Aphyllophorales s.l. *Mycotaxon* 72: 371–376.
- Zhang, X.Q., Yuan, J., Xiao, Y.Z., Hong, Y.Z. & Tang, C.** 2006. A primary studies on molecular taxonomy of *Trametes* species based on the ITS sequences of rDNA. *Mycosystema* 25(1): 23–30.

- Zmitrovich, I.V.** 2001. Some new combinations in Polyporaceae: sapienti sat. *Mycena*. 1(1):91-93.
- Zmitrovich, I.V., Ezhov, O.N. & Wasser, S.P.** 2012. A Survey of species of genus *Trametes* Fr. (Higher Basidiomycetes) with estimation of their medicinal source potential. *International Journal of Medicinal Mushrooms* 14(3): 307–319.
- Zmitrovich, I.V. & Malysheva V.F.** 2013. Towards a phylogeny of *Trametes* alliance (Basidiomycota, Polyporales). *Mikologiya Fitopatologiya* 47(6): 358-380.
- Zmitrovich, I.V.** 2018 *Conspectus systematis Polyporacearum v. 1.0*. *Folia Cryptogamica Petropolitana* 6: 3–145.
- Yamanaka, R., Soares F.C., Matheus, D.R., Machado, K.M.G.** 2008. Enzimas ligninolíticas produzidas por *Trametes villosa* ccb176 em diferentes condições de cultivo. *Brazilian Journal of Microbiology* 39(1): 78–84.



CAPÍTULO III

CADA TÁXON NO SEU GALHO!
DIVERSIDADE MORFOLÓGICA E GENÉTICA EM
POLÍPOROS TRAMETOIDES DA MATA ATLÂNTICA
DO SUL E SUDESTE DO BRASIL

Manuscrito a ser submetido para o periódico Mycotaxon

Cada táxon no seu galho!

Diversidade morfológica e genética em políporos trametoides: Quem são e qual a posição filogenética dos táxons da Mata Atlântica do sul e sudeste do Brasil?

Mariana Fernandes^{1*}, Mateus Arduvino Reck² & Adriana de Mello Gugliotta¹

¹ Instituto de Pesquisas Ambientais, Av. Miguel Stéfano 3687, CEP 04301-902 São Paulo, SP, Brasil

² Universidade Federal do Paraná, Avenida Coronel Francisco H. dos Santos, 100 Centro Politécnico - Jardim das Américas, CEP: 81531-980 Curitiba, PR, Brasil

* Author for correspondence: pirucasp@gmail.com

RESUMO

Polyporaceae é uma família de fungos basidiomicetos que reúne organismos com himenóforo tubular e superfície himenial poróide, conhecidos como políporos. Dentro deste grupo, destacam-se os trametoides, que abarcam o gênero *Trametes* Fr. e táxons relacionados. Com estudo morfológico e análises filogenéticas a partir de dois marcadores moleculares, ITS e LSU, foi possível revelar a diversidade dos táxons do sul e sudeste do Brasil, assim como suas posições na filogenia do grupo. As espécies de *Trametes*, grupo mais representativo na amostragem, ficaram alocadas no core trametes distribuídas em duas linhagens - uma que reunia as espécies glabras, incluindo *Trametes sanguinea* (L.) Lloyd (= *Pycnoporus sanguineus* (L.) Murril) e *Trametes elegans* (Spreng.) Fr.) (= *Lenzites elegans* (Spreng.) Pat.), que portanto devem ser consideradas de fato pertencentes à *Trametes*, e outra com as espécies não glabras ou hirsutas. *Coriolopsis polyzona* (Pers.) Ryvarden, espécie tipo do gênero *Coriolopsis* também se aloca dentro de *Trametes*, ratificando a posição desse táxon dentro desse grupo portanto. *Hexagonia* Fr. é um gênero na verdade parafilético, com um clado principal formado por espécies com píleo estrigoso a pubescente, com *Earliella scabrosa* (Pers.) Gilb. & Ryvarden) como clado irmão e outro clado formado por táxons de superfície glabra a aveludada, denominado aqui como o possível Clado *Apoxona*; uma nova combinação é proposta, *Eneydaea papyracea* (nome provisório) em substituição a *Hexagonia papyracea* Berk., que se aloca fora dos clados que abarcam as demais espécies de *Hexagonia*. O status

polifilético de *Coriolopsis* Murril é confirmado e observações sobre a posição de algumas espécies de *Coriolopsis* e *Funalia* Pat. foram feitas.

Palavras-chave: Diversidade, Filogenia, Funga, Trametoides.

INTRODUÇÃO

Polyporaceae é uma das famílias dentro dos Basidiomycota que concentra a maior parte das espécies de fungos com himenóforo tubular e superfície himenial poroide, os chamados políporos. Dentro desse grupo de organismos, pode-se destacar os trametoides.

O termo trametoide, i.e. relacionado ao gênero *Trametes* Fr. e táxons relacionados, têm sido usado para definir espécies, que além do himenóforo tubular possuam basidioma anual ou persistente, séssil a efuso-reflexo, de consistência coriácea a suberosa que, microscopicamente, possuam sistema hifal trimítico, com hifas generativas septadas fibuladas e basidiósporos cilíndricos de paredes finas, inamiloides e indextrinoides (Zmitrovich 2018). São fungos degradadores de madeira, cosmopolitas e de delimitação desafiadora (Ryvarden 1991, Kirk *et al.* 2008, Justo & Hibbett 2011).

Mas, apesar da delimitação dos gêneros ser complexa, o grupo tem recebido maior atenção por parte dos taxonomistas, pois o grupo inclui espécies com propriedades medicinais e potencial de uso em biorremediação, como *Pycnoporus sanguineus* (L.) Murrill, *Trametes versicolor* (L.) Lloyd, *T. villosa* (Sw.) Kreisel e *T. lactinea* Berk. (Sacc.) (Machado *et al.* 2006, Yamanaka *et al.* 2008, Arroyo-Figueroa *et al.* 2011, Zmitrovich *et al.* 2012, Vitali *et al.* 2018, Elkhateeb *et al.* 2020, Ferreira-Silva *et al.* 2022).

Com base na morfologia do basidioma, Corner (1989) incluiu dentro do gênero *Trametes* todas as espécies poliporoides, lignícolas, com sistema hifal trimítico, sem terminações cistidiformes nas hifas himeniais, basidiósporos de parede lisa e não dextrinoides e, assim, ampliou consideravelmente o número de espécies dentro desse táxon, propondo a inclusão de 13 gêneros em sua sinonímia. Essa também foi a posição de Justo & Hibbett (2011), que realizaram um estudo filogenético do grupo utilizando análises moleculares com diversos marcadores (nLSU, ITS, RPB1, RPB2, TEF1- α), e propuseram a adoção de um único nome (*Trametes*) para todas as espécies com morfologia similar (*sensu* Corner), posição

seguida posteriormente por outros autores (Zmitrovich *et al.* 2012, Justo *et al.* 2017, Uetele *et al.* 2018).

Ryvarden (2015a, b, 2016) realizou um estudo de espécies neotropicais e também considerou o gênero *Trametes* em sentido amplo, incluindo em sua sinonímia os seguintes gêneros: *Artolenzites* Falck, *Cellulariella* Zmitr. & Malysheva, *Coriolellus* Murrill, *Coriolopsis* Murrill, *Coriolus* Quél., *Cubamyces* Murrill, *Cyclomycetella* Murrill, *Funalia* Pat., *Leiotrametes* Welti & Courtec., *Lenzites*, Fr., *Poronidulus* Murrill, *Trametella* Pinto Lopes e *Trametopsis* Tomsovsky. Zmitrovich (2018) em seu *Conspectus systematis Polyporacearum* considerou estes gêneros válidos, com exceção de *Coriolus* Quél. e *Poronidulus* Murrill.

Se, Corner, dentre todas as características morfológicas particulares do grupo, destacava o hábito do basidioma e o arranjo do himênio, Ryvarden (1991) considerava a cor do contexto e o tipo de decomposição como características importantes para definir o grupo. No entanto, no trabalho de Justo e Hibbett, 2011 é ressaltado que para *Coriolopsis*, *Funalia* e *Hexagonia*, a cor do contexto é um traço importante para a separação de *Trametes*. Todos esses gêneros foram considerados parte dos políporos trametoides por Ryvarden (1991), mesmo que como sinônimos de outro gênero. Esses táxons compartilham com *Trametes* características como o basidioma pileado, sistema hifal trimitico e a decomposição branca da madeira. Entretanto, *Trametes* é segregado desses outros gêneros pela presença de um contexto de tonalidade branca a creme (exceto *Pycnoporus*, sinônimo de *Trametes*, que têm basidiomas de cor laranja-avermelhado). O gênero *Earliella* é um políporo trimitico de podridão branca que apresenta contexto esbranquiçado, como em *Trametes*, no entanto, dados moleculares mostraram que este gênero está fora do clado central de *Trametes* (Justo e Hibbett, 2011). Em *Earliella*, o basidioma é frequentemente de ressupinado a reflexo efuso e com uma cutícula avermelhada no píleo que se espalha a partir da base, enquanto as espécies de *Trametes* são predominantemente sésseis e não possuem essa cutícula tão particular (Gilbertson e Ryvarden 1986, 1987).

Os estudos moleculares ajudaram a esclarecer as relações genéricas e de outros níveis taxonômicos superiores dos poliporoides e, alguns dos gêneros considerados como parte de *Trametes sensu* Corner (1989), foram colocados fora dos Polyporales, a saber, *Trichaptum* Murrill, alocado em Hymenochaetales (Hibbett & Donoghue 1995, Binder *et al.* 2005, Larsson *et al.* 2006) e *Elmerina* Murrill, alocado em Tremellales (Larsson *et al.* 2004). Em contrapartida, outros gêneros pertencentes a Polyporales não estão intimamente relacionados a *Trametes*, como *Cerrena* Gray, que pertence ao clado Flebioide (Ko & Jung 1999a, Lee & Lim 2010), e os gêneros de podridão parda, *Daedalea* Pers. e *Fomitopsis* P. Karst. por

exemplo, que pertencem ao clado *Antrodia* (Ko & Jung 1999b, Hibbett & Donoghue 2001, Binder *et al.* 2005). A ferramenta molecular também revela que algumas espécies classificadas em *Trametes* por Corner (1989), não pertencem ao gênero, como *Trametes trogii* Berk. que é mais relacionado a *Coriolopsis gallica* (Fr.) Ryvarden (Ko & Jung 1999b, Tomšovský *et al.* 2006), ou *Trametes cervina*, (Schwein.) Bres. relacionado a *Ceriporiopsis* Dománski e que foi transferido para *Trametopsis* Tomšovský (Tomšovský 2008).

Trametes, o gênero mais representativo desse grupo, foi criado por Fries (1835) e circunscrito na Tribo *Polyporei*, que abarcava espécies de basidioma coriáceo com superfície himênial poroide e contexto continuamente descendente dentro da trama himenial. Com base em diferentes arranjos da superfície himenial, outros gêneros foram criados, a saber, *Lenzites* Fr. que reunia espécies de himenóforo lamelar ou *Daedalea* Fr., que congregava fungos de superfície dedaloide. Entretanto, mais tarde, Quélet (1886) refinou a sistemática dos políporos e separou espécies com poros regulares, agora abarcados na Tribo *Polypori*, de espécies com poros dedaloides ou alveolares, reunidos então na Tribo *Daedalei*. *Lenzites*, com himênio lamelóide, foi retirado de *Polyporei* e colocado em *Agarici* próximo a táxons como *Pleurotus* (Fr.) P. Kumm. e gêneros correlatos, apesar da sua notória proximidade com fungos poliporoides.

Os primeiros estudos filogenéticos que se concentraram no grupo foram conduzidas por Ko & Jung (1999b), que estudaram sequências de mtSSU em sete isolados de *Trametes*, e por Tomšovský *et al.* (2006), que estudaram sequências de ITS e nLSU de isolados de sete espécies europeias. Ambos os estudos apoiam a colocação da maioria das espécies de *Trametes* no clado poliporoide central, mas também sugeriram que *Trametes* é parafilético ou polifilético, com espécies de *Lenzites* e *Pycnoporus* misturadas com espécies verdadeiras de *Trametes* no clado trametes. Justo e Hibbett (2011) (combinando regiões ITS, nLSU, RPB1, RPB2 e TEF1-alfa) e Welti *et al.* (2012) (combinando regiões ITS e RPB2) são os estudos filogenéticos mais recentes do grupo. Como os estudos anteriores, mas com suporte mais forte, eles identificaram um clado central de trametes formado por espécies aceitas em *Trametes*, *Lenzites* Fr. e *Pycnoporus* P. Karst., além de *Coriolopsis polyzona* (Pers.) Ryvarden. No entanto, enquanto Justo e Hibbett (2011) consideraram esses gêneros sinônimos de *Trametes* (consequentemente aceitando apenas *Trametes* no clado central de trametoides), Welti *et al.* (2012) restringiram o conceito de *Trametes* exclusivamente às espécies com píleo pubescente e aceitaram vários gêneros no clado central de trametes, como *Artolenzites*, *Pycnoporus* e *Leiotrametes*.

Apesar de grande parte das espécies descritas no presente trabalho já terem sido citadas na literatura (Loguercio-Leite e Wright 1991, Loguercio-Leite 1993, Loguercio-Leite 2000, Drechsler-Santos *et al.* 2008, Groposo & Loguercio-Leite 2002, Westphalen & Silveira 2013) poucas são adequadamente descritas, a saber, *Trametes membranacea* (Sw.) Kreise, *Trametes sanguinea* (L.) Lloyd (como *Pycnoporus sanguineus*), *Trametes villosa* (Sw.) Kreisel e *Trametes versicolor* (L.) Lloyd (Rick 1960, Rajchenberg & Meijer 1990, Silveira & Guerrero 1991, Groposo & Loguercio-Leite 2002). Também há poucos trabalhos com publicações de chaves dicotômicas de espécies brasileiras como Gomes-Silva *et al.* (2010), com a publicação de uma chave para as espécies amazônicas de *Trametes* e Fernandes *et al.* (2024) chave para o grupo dos trametoides de São Paulo.

A maioria dos gêneros trametoides, o que inclui os táxons estudados neste trabalho, possui ampla distribuição nos diversos ecossistemas do Brasil (Maia *et al.* 2015). Até o momento, 20 espécies desses gêneros foram registradas no país, das quais todas elas ocorrem no estado de São Paulo, 19 no estado de Santa Catarina, 18 no estado do Paraná e 19 no estado do Rio Grande do Sul. (Maia *et al.* 2015), onde constitui um grupo importante em áreas florestais de Cerrado (Bononi 1984, Gugliotta 1997, Abrahão *et al.* 2012, 2019), e de Mata Atlântica (Fidalgo & Fidalgo 1957, Fidalgo *et al.* 1965, Bononi 1984, Gugliotta & Bononi 1999, Gugliotta *et al.* 2010, 2012, Motato-Vásquez *et al.* 2015, Pires *et al.* 2017), destacando-se entre as espécies de maior ocorrência

Assim, o presente trabalho tem como objetivo ampliar o conhecimento sobre a diversidade dos gêneros de políporos trametoides encontrados na Mata Atlântica da região sudeste e sul do Brasil, fornecer ferramentas de identificação adequadas para as espécies encontradas nessa região assim como delimitar a posição filogenética desses táxons.

MATERIAL E MÉTODOS

i) Filogenia

Para a obtenção das sequências que foram utilizadas nas filogenias deste presente trabalho, primeiramente, se procedeu com a extração de DNA genômico total a partir de fragmentos dos basidiomas ou das culturas de micélio, de acordo com o protocolo de Doyle & Doyle adaptado por Góes-Neto, 2007. Em seguida, o DNA extraído foi amplificado por PCR com uso da taq platinum (Thermofisher) e os pares de primers ITS1e ITS4 e LR0R e LR5 para amplificar, respectivamente as regiões ITS (ITS1-5.8S-ITS2) e LSU (White *et al.* 1990, Gardes & Bruns 1993, Matheny *et al.* 2007). As reações bem sucedidas da PCR resultaram em uma única e clara banda em gel de agarose a 1% e todos os *amplicons* foram sequenciados pelo Departamento de Genômica da USP com os *primers* ITS1 e ITS4 para ITS e LR7 e LR0R para LSU (Matheny *et al.* 2007).

Além das sequências geradas, sequências adicionais foram obtidas do GenBank. A espécie *Cerrena unicolor* (Bull.) Murrill foi definida como grupo externo, com base em filogenias moleculares apresentadas Justo e Hibbett (2011).

Para a análise filogenética, foram incluídos 62 espécimes representando 27 táxons, incluindo os grupos externos. As sequências geradas foram alinhadas pela plataforma MAFFT e, em seguida, ajustadas manualmente conforme necessário no software Geneious (Kearse 2012). Dois métodos de análise filogenética foram aplicados: máxima verossimilhança (ML) e análises bayesianas. Cada região gênica foi primeiro analisada separadamente e, em seguida, combinada. As análises bayesianas foram realizadas no programa MrBAYES v3.2.7 (Ronquist & Huelsenbeck 2003), com modelos de substituição estimados por funções implementadas desde a versão 3.2 (Ronquist *et al.* 2012). Foram realizadas quatro execuções independentes, cada uma com quatro cadeias simultâneas (uma fria e três aquecidas), durante dez milhões de gerações, amostrando a cada milésima geração. O *burn-in* foi inicialmente definido como 25% no MrBayes e verificado no Tracer v.1.6 (Rambaut and Drummond, 2007) para convergência e estacionaridade, através de valores de tamanho efetivo da amostra (ESS) (> 200). As árvores geradas foram visualizadas no FigTree (Rambaut, 2010) e montadas em software de edição vetorial. Para os

valores de suporte, adotou-se ≥ 75 a $< 95\%$ de BS (bootstrap) ou ≥ 0.75 a < 0.95 de PP (*posterior probability* = probabilidade posterior) como suporte moderado, e ≥ 95 BS ou 0.95 PP como suporte forte. A PP de cada nó foi estimada com base na frequência com que o nó foi resolvido entre as árvores amostradas com a opção de consenso da regra da maioria de 50% (Simmons *et al.* 2004).

As buscas de máxima verossimilhança (ML) foram realizadas pela plataforma CIPRES. As árvores mais parcimoniosas para cada conjunto de dados foram identificadas usando buscas heurísticas com 1000 sequências de adição aleatória, avaliadas posteriormente por análise de bootstrap, restando clados compatíveis com a regra da maioria de 50% na árvore de consenso do bootstrap. As condições de análise foram troca de ramos por adição e bissecção de árvores (TBR), árvore inicial obtida por adição gradual, descida mais íngreme não em efeito, MULTREES efetivo. Valores de suporte bootstrap (BS) $> 70\%$ foi considerado significativo.

ii) Taxonomia

Foram realizadas diversas incursões a campo para coleta de basidiomas, entre os anos de 2021 e 2023 no ecossistema da Mata Atlântica do estado de São Paulo, Santa Catarina, Paraná e Rio Grande do Sul.

Para a identificação, foram utilizadas descrições e chaves dicotômicas apresentadas por Corner (1989), Ryvarden (1991, 2015a, b, 2016), Gugliotta & Bononi (1999), Gomes-Silva *et al.* (2010), Zmitrovich *et al.* (2012). A análise dos caracteres macro e microscópicos do basidioma seguiu recomendações de Ryvarden (1991, 2004), Teixeira (1995) e Núñez e Ryvarden (2001). Foram elaboradas descrições das espécies baseadas nos materiais examinados; a macroscopia foi baseada em observações a olho nu (tanto de basidiomas frescos como secos) ou com auxílio de microscópio estereoscópio (LEICA S6D), em que se observou modo de inserção no substrato, coloração, dimensões do basidioma, forma do píleo e tipo de himenóforo; as microestruturas foram analisadas em microscópio LEICA DM-1000, a partir de cortes finos feitos com auxílio de lâminas de aço, à mão livre, de diferentes porções dos basidiomas e as medições foram feitas com auxílio de ocular micrometrada, usando o corante

floxina 1%. Além disso, KOH 3% foi usado para observação da coloração das estruturas, o reagente de Melzer (IKI) foi usado para avaliar as reações amiloide e dextrinoide (Teixeira 1995) e, azul de algodão (Merck 1275) em solução de ácido láctico foi utilizado para observar reações cianófilas nas hifas e esporos. Uma vez que todas as espécies estudadas são negativas em reagente de Melzer e não apresentam cianofilia nas hifas ou esporos, essas informações não foram incluídas nas descrições, embora as reações tenham sido testadas para confirmação. No mínimo 15 hifas do himênio, 20 basídios e 20 basidiósporos foram medidos para cada espécie examinada. Ao apresentar a variação do tamanho dos basidiósporos os 5% dos extremos são apresentados em parênteses (Miettinen *et al.* 2018); as dimensões dos basidiósporos são apresentadas da seguinte forma: (m-) n-o (-p), em que m é o menor valor observado e p é o maior valor observado (na faixa de valores observados o 5º percentil é n e 95º percentil é o).

Foram usadas as abreviações: L'× W' relação comprimento *versus* largura do basidiósporo, Lm – média de comprimento do basidiósporo, Wm – média de largura do basidiósporo, Qm = L/W – média do comprimento dividida pela média da largura e n = x/y, com x = número de medições de y = número de espécimes.

Todos os espécimes coletados estão preservados no Maria Eneyda Pacheco Kauffman Fidalgo (SP) do Instituto de Pesquisas Ambientais. Uma chave de identificação para as espécies é apresentada, assim como comentários para cada táxon estudado.

RESULTADOS

i) Filogenia

Sobre as sequências: 158 novas sequências foram geradas a partir de materiais coletados na região sul e sudeste do Brasil, sendo que desse total, 82 correspondem a sequências de ITS e 76 de sequências de LSU. O comprimento da região ITS foi de 640 bp e 830 bp para LSU. Os alinhamentos finais das sequências de DNA, incluindo lacunas, resultaram em 615 caracteres para o conjunto de dados ITS e 798 caracteres para o conjunto de dados de LSU.

Sobre a topologia: A topologia das análises dos conjuntos de dados individuais para cada marcador revelou topologias semelhantes, tanto na análise MV quanto na Bayesiana

porém com valores de suporte mais baixos do que na análise combinada - tanto a análise MV e Bayesiana dos conjuntos de dados combinados mostrou topologias semelhantes e gerou árvores filogenéticas com melhor resolução e clados mais bem suportados.

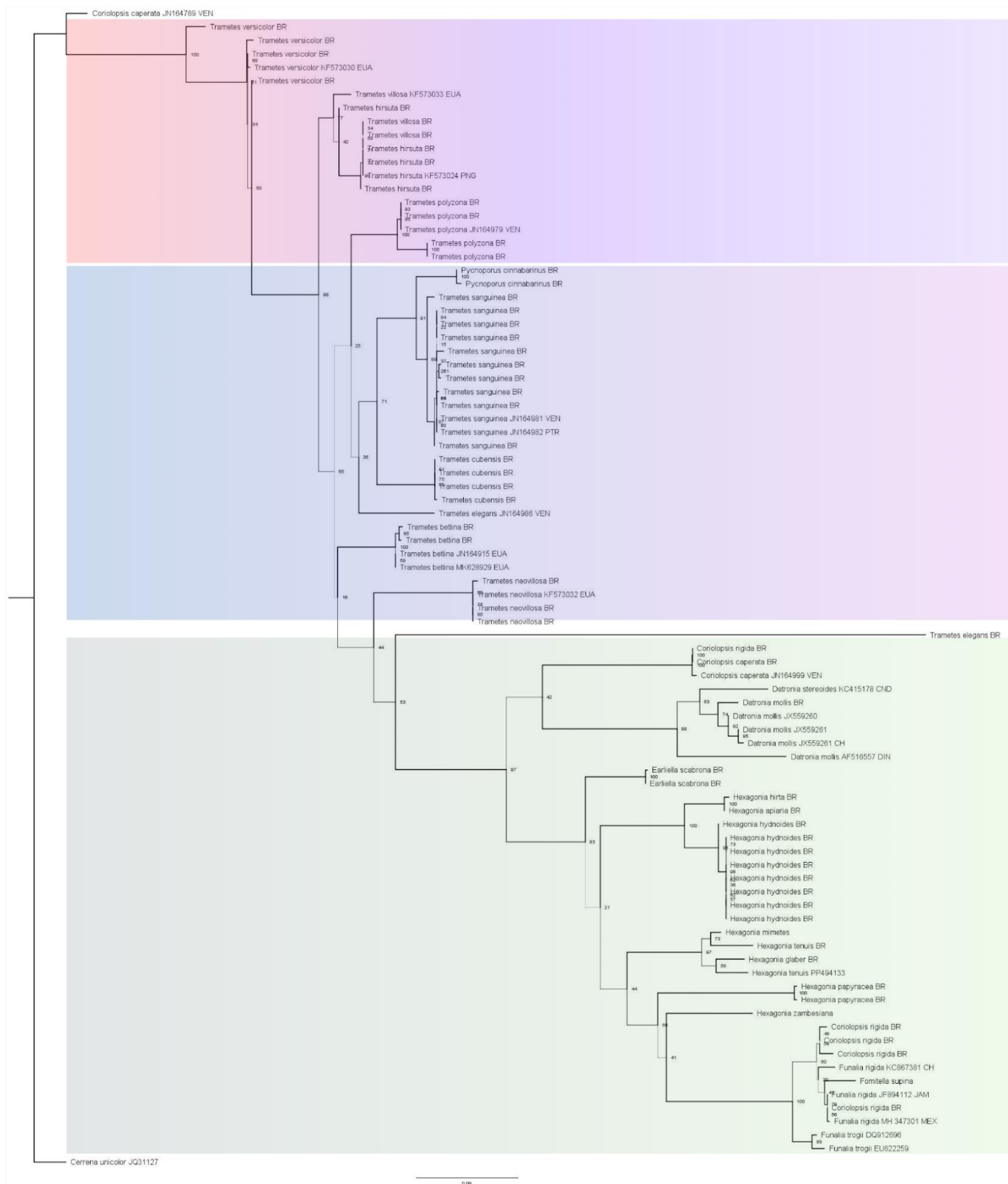


Figura 1: Árvore de MV (nrITS) com todos táxons pertencentes ao grupo dos trametoides (as sequências geradas neste estudo tem o sufixo BR).

Neste presente estudo foram elaboradas duas árvores com um recorte intencional a fim de analisar a topologia do core de trametes separadamente da análise da topologia da árvore que abarca os demais táxons trametoides

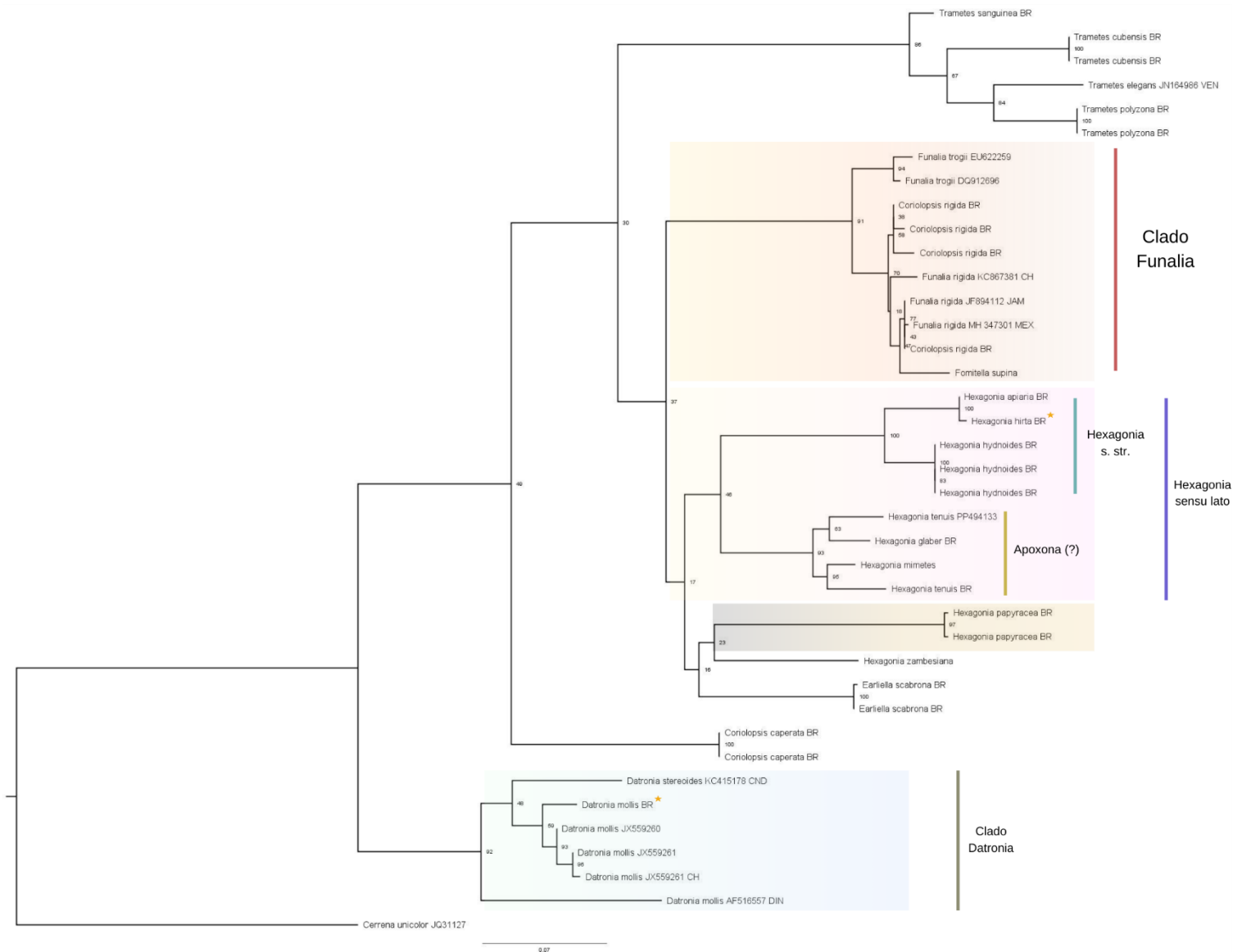


Figura 2: Árvore de MV (nrITS) das espécies trametoides fora do core de *Trametes* s.s.; espécies tipo incluídas na topologia são marcadas com uma estrela e as sequências geradas neste estudo tem o sufixo BR.

Conforme revelado na figura 2, podem ser identificados três clados principais na topologia dessa árvore (*Cerrena unicolor* é grupo externo da filogenia) na leitura de cima para baixo:

1 – Clado "Funalia ", formado pelo subclado *F. gallica*, *F. trogii*, e por *Coriolopsis rigida* e *Fomitella supina*.

2 – Clado "*Hexagonia sensu lato*" em que se observa o clado "*Hexagonia sensu strictu*" formado pelas espécies com superfície pilear pilosa, incluindo a espécie-tipo do gênero, *Hexagonia hirta* além de *H. hydroides* e *H. apiaria*. Entretanto, se observa um clado que em que se aloca *H. glaber*, *H. mimetes* e *H. tenuis* que pode representar um possível grupo sugerido aqui como *Apoxona*. Um clado que abarca o que até então foi chamado de *H. papyrace* está fora de "*Hexagonia sensu lato*". Assim, posteriormente, esse clado será tratado como um novo gênero.

3 – Clado "*Datronia*", com os clados *D. mollis* e *D. stereoides*.

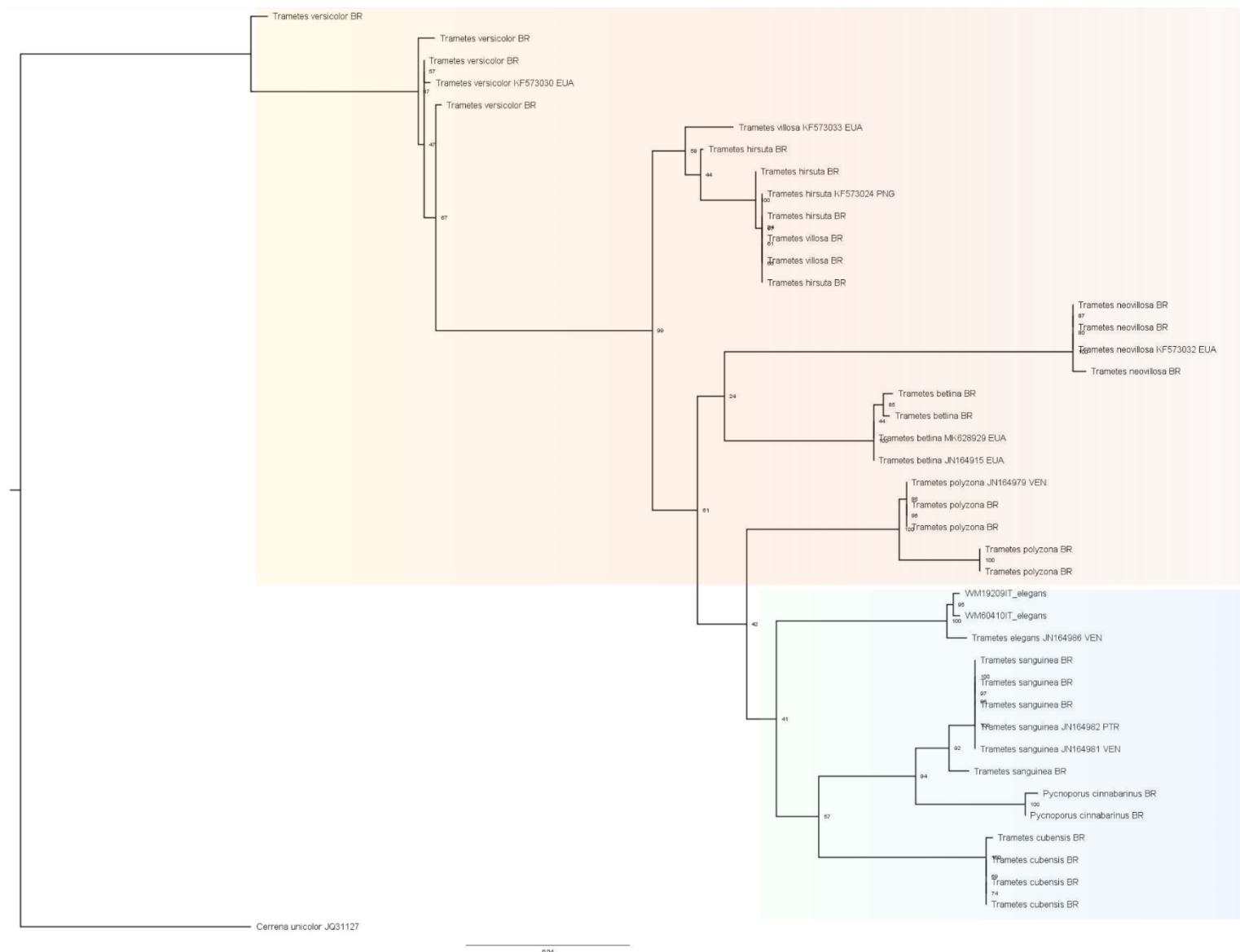


Figura 3: Árvore de MV (nrITS) das espécies do core de *Trametes* s.s.. (as sequências geradas neste estudo tem o sufixo BR).

Como revela a topologia da árvore apresentada na Figura 3, podemos observar dois cladros principais dentro do core de *Trametes*:

1 – Um clado formado pelas espécies de *Trametes* com superfície pilear pubescente. Nesse grupo estão incluídas as espécies conhecidas e recorrentes nos ecossistemas florestais, como *T. versicolor*. *Coriolopsis polyzona*, a espécie-tipo do gênero *Coriolopsis*, é na verdade uma espécie de *Trametes*, visto que esse táxon se agrupa junto com *T. betulina* (que, por sua vez, é a espécie-tipo do gênero *Lenzites*). Nesse clado também se encontram as espécies *T. hirsuta*, *T. versicolor*, *T. neovillosa* e *T. villosa*.

2 – O outro clado, inclui as espécies de *Trametes* com superfície pilear glabra incluindo as espécies pertencentes ao gênero *Pycnoporus*, que também apresentam essa característica. Este clado inclui uma linhagem formada pelas espécies *T. lactinea*, *T. cubensis* e *T. elegans*. É importante ressaltar que *T. cubensis* é tido como tipo do gênero *Cubamycetes* e *T. lactinea* como tipo do gênero *Leiotrametes* (Welti *et al.* 2012).

DISCUSSÃO

***Coriolopsis* - O gênero que não existe mais**

De acordo com a topologia das árvores, *Coriolopsis*, em sua definição atual, é de fato polifilético. Desde que Justo e Hibbett (2011) colocaram *Coriolopsis* na sinonímia de *Trametes*, porque a espécie-tipo, *Coriolopsis polyzona*, está colocada no clado núcleo trametoide, as outras espécies que formavam o gênero ficaram sem uma referência para definir seu verdadeiro status taxonômico. A primeira alternativa para algumas espécies previamente identificadas como *Coriolopsis* é o gênero *Funalia* Pat., identificado aqui como clado *Funalia*. No entanto, como apontado por Justo e Hibbett (2011), faltam dados moleculares da espécie-tipo, *Funalia funalis*. Por outro lado, Rajchenberg (2011) apontou que o comportamento nuclear do grupo de espécies de *Funalia* é heterocítico, distinto do grupo de *Cerrena caperata* (= *Coriolopsis caperata*), que tem um comportamento nuclear normal. Os dados presentes sugerem que *C. rigida* (tratado como sinônimo de *C. floccosa*) e *F. supina* pertencem ao gênero *Funalia*.

Cerrena caperata foi um táxon que não ficou bem resolvido na topologia da árvore filogenética apresentada. Seria um complexo de espécies? Para obter uma resolução clara sobre o status de *Cerrena caperata* e outros táxons outrora abarcados em *Coriolopsis* é importante incluir dados moleculares de outros gêneros do clado poliporoide (Justo e Hibbett 2011), como *Polyporus* ou *Ganoderma* e *Daedaleopsis*.

Hexagonia

Os resultados evidenciaram que o gênero *Hexagonia* não está posicionado no clado núcleo trametoide (também chamado de *core* trametoide). Sua verdadeira posição é no clado poliporoide, conforme apontado por Justo e Hibbett (2011). Os resultados mostraram que o

gênero, como atualmente definido, é de fato parafilético. Conforme demonstrado para o clado trametoide (Justo & Hibbett 2011, Welti *et al.* 2012), a caracterização da superfície pilear também se revelou importante para a taxonomia do grupo já que dois clados podem ser identificados como contendo espécies de *Hexagonia* - um deles formado pelas espécies com superfície pilear densamente pilosa e tomentosa, que é mostrado como "clado *Hexagonia* s.s."; este grupo corresponde às seções *Hexagonia* e *Applanata* identificadas por Fidalgo (1968b) - o segundo clado é formado pelas espécies com superfície pilear velutínea a glabra: este grupo corresponde à seção *Velutina*. A forma dos poros não se mostrou importante para definir os diferentes clados representados por *Hexagonia*.

O gênero *Hexagonia*, que abrange cerca de 16 espécies (Kirk *et al.* 2008), é considerada parte do grupo de poliporos "trametoides", tanto no senso de Corner (1989) quanto de Ryvarden (1991), e em seu sentido moderno é caracterizado por basidiomas pileados e sésseis, sistema hifal trimitico, hifas amareladas a marrom-douradas, basidiósporos grandes e cilíndricos. A maioria das espécies apresenta poros grandes e hexagonais, uma característica relacionada à etimologia do gênero e as espécies são frequentemente encontradas em ambientes tropicais.

Esse táxon foi descrito pela primeira vez por Pollini, em 1816, com o objetivo de acomodar as espécies de poliporos com poros hexagonais grandes. Fries (1838), considerando a descrição fornecida por Pollini (1816), que indicava que *H. mori* teria consistência córnea-coriácea (na verdade é carnosa), ajustou o conceito de Pollini como um grande grupo de fungos com consistência córnea-coriácea e arranjo de poros hexagonais. Para espécies com consistência carnosa, ele adotou o nome *Favolus*. Na verdade, a espécie-tipo indicada por Pollini para *Hexagonia* é um sinônimo taxonômico de *Polyporus alveolaris* (De Candolle) Bondartsev e Singer, o que resultaria na mudança do nome *Hexagonia* para a sinonímia *Polyporus* P. Micheli ex Adans. Diante dessa situação, e com o intuito de fazer uma lectotipificação do gênero, Fidalgo (1968a; 1968b) sugeriu *H. crinigera* Fr. como material tipo, mantendo o nome *Hexagonia* como *nomina conservanda* (um nome consercado). Por outro lado, Donk (1969) propôs conservar o nome *Scenidium* (Klotzsch) Kuntze para grupo, uma vez que *Hexagonia* seria considerado sinônimo de *Polyporus* (consideração essa também feita por Jülich, 1984) ou, no caso de manter *Hexagonia* como nome conservado, ele argumentou que *H. hirta* (P. Beauv.) Fr. deveria ser considerado como material tipo. Donk também propôs o novo gênero *Apoxona* Donk para *H. nitida*, uma vez que Fidalgo (1968b) não considerava esse táxon como pertencente à *Hexagonia*. Como, na verdade, as duas espécies são sinônimos taxonômicos e, principalmente porque *H. hirta* tem um espécime tipo

conservado, o comitê de fungos do 15º Congresso Internacional de Botânica (Gams 1993) tomou a decisão de concordar com os argumentos de Donk, indicando *H. hirta* como material tipo. O comitê também decidiu conservar *Hexagonia* contra *Scenidium*, e usar a grafia *Hexagonia* em vez de "*Hexagona*", sob argumento de que Fries (1838) havia esquecido o "i" na descrição do gênero.

Como *Hexagonia* inicialmente reuniu espécies que compartilham um aspecto particular dos poros e considerando a classificação usual dos políporos, a maioria dos trabalhos antigos tratam este gênero como um arranjo de espécies não relacionadas, tendo apenas os poros hexagonais em comum (Fidalgo 1968b). O primeiro trabalho que contribuiu para uma melhor compreensão do gênero foi publicado por Patouillard (1900), que aceitou 29 espécies e dividiu o gênero em dois grupos, com base na presença de *hifal pegs* e na forma dos basidiomas. Murrill (1904), com base na espécie *Boletus hydroides* Sw., descreveu o gênero *Pogonomyces* Murrill, que foi incluído na sinonímia de *Hexagonia* por Donk (1964). Lloyd (1910) dividiu o gênero em oito seções, de acordo com as características do píleo e a presença também de *hifal pegs*. Fidalgo, em 1968b, em um estudo com todas as espécies descritas em *Hexagonia* até então, conservou apenas três seções no gênero: seção *Hexagonia*, com cinco espécies, incluindo a espécie-tipo, *H. hirta*; e as seções *Applanata* e *Velutina*, representadas por *H. pobeguinii* Har. e *H. papyracea* Berk., respectivamente.

Diante do exposto e do que se observa na topologia da árvore, uma alternativa é a proposição de uma nova combinação para o clado que abarca os táxons de píleo glabro a velutino, até então chamados de *H. papyracea*: Abarcá-los em um novo gênero – *Eneydaea* (nome provisório, tratado logo a seguir).

***Hexagonia* Fr.**

Epicrisis Syst. Mycol. p. 496, 1838 ("*Hexagona*")

=*Scenidium* (Kl.) Kuntze

=*Pogonomyces* Murrill

Tipo: *Favolus hirtus* (*Hexagonia hirta*)

Comentários: O gênero é caracterizado por basidiomas sésseis, com poros de tamanho médio a grandes, angulares a hexagonais, sistema hifal trimitico com hifas esqueléticas e de ligação de coloração marrom dourada e esporos cilíndricos grandes. A cobertura do píleo é estrigosa

a pubescente, embora algumas espécies se tornem glabras quando os basidiomas se tornam mais velhos (Ryvarden & Johansen 1980).

Eneydaea Fernandes & Gugliotta gen. nov. (nome provisório)

Diagnose: *Eneydaea* se diferencia de outros gêneros de políporos trametoides pelo basidioma fino, de consistência coriácea, pela ausência de tomento na superfície abhimenial e pelos esporos cilíndricos, relativamente grandes quando comparado com os demais táxons dentro do grupo dos trametoides.

Etimologia: Nome dado em homenagem a Maria Eneyda Pacheco Kauffman Fidalgo, micóloga estudiosa dos políporos com trabalhos dedicados inclusive a *Hexagonia* (gênero que outrora abarcou *Eneydaea papyracea*).

Descrição: Basidioma pileado, dimidiado ou em forma de leque, aplanado, coriáceo e flexível. Superfície superior distintamente zonada em tons que variam de vináceo a marrom; inicialmente velutinosa, essa superfície torna-se glabra em basidiomas maduros. Superfície himenial poroide, com poros hexagonais a angulares. Sistema hifal trimítico com hifas gerativas fibuladas e hifas esqueléticas de coloração castanha e parede espessa; cistídios ausentes, basídios clavados, tetraterigmáticos e basidiósporos cilíndricos a elipsoides, hialinos, lisos, com parede fina, IKI-, acianófilos.

Espécie tipo: *Hexagonia papyracea* Berk., Annals and Magazine of Natural History 10: 379 (1843) [MB#237415]

Comentários: o gênero se caracteriza pelo formato e consistência do basidioma, pela coloração da superfície superior do píleo com zonações em tons vináceos e pela superfície himenial com poros grandes e hexagonais. *Eneydaea* está incluída na filogenia que abarca outros táxons trametoides porém não se agrupa em clados com nenhum outro gênero de políporo desse grupo. Assim, *Eneydaea* é proposto como gênero monoespecífico, abarcando *Eneydaea papyracea* (Berk.) Fernandes & Gugliotta.

Trametes

É possível considerar *Trametes* como um grupo monofilético, levando em consideração apenas critério da taxonomia clássica? De acordo com estudos filogenéticos das últimas décadas (Ko e Jung 1999a, Tomšovský *et al.* 2006, Justo e Hibbett 2011, Welti *et al.* 2012) não! Características morfológicas, como a cor do contexto e das hifas, não são suficientes para segregar os clados e nem explicar a relação de parentesco entre os táxons. A delimitação morfológica de *Trametes* quando confrontada com outros gêneros de trametoides, como *Hexagonia*, *Funalia* e *Coriolopsis* ainda é desafiador pois a separação morfológica das espécies desse gênero é complexa a saber, pela falta de características morfológicas diagnósticas no grupo (Ryvarden 1991). A busca por dados adicionais na morfologia e na biologia desses fungos é essencial para reiterar e ratificar a classificação dos políporos trametoides.

Mesmo que seja possível considerar que algumas características morfológicas possam ser capazes de definir gêneros, elas não são claramente suportadas pelos dados moleculares. No trabalho de Welti *et al.* (2012), os autores indicaram características morfológicas como a pubescência da superfície do píleo, presença de cristais na parede das hifas e reação do contexto ao KOH como características possíveis para manter a separação dos principais gêneros dentro do clado central de trametes - que são considerados por eles para o clado quatro gêneros: *Pycnoporus*, *Artolenzites*, *Trametes* e *Leiotrametes*. No entanto, a resolução desses clados é fraca.

A partir dos resultados apresentados, podemos considerar dois cenários para as implicações taxonômicas no clado central de trametes:

- 1) reconhecer o clado como um único gênero, *Trametes*, ampliado para englobar a espécie tipo de *Coriolopsis*, *Lenzites* e *Pycnoporus*
- 2) dividir este clado em diferentes gêneros, cada um definido por uma combinação particular de caracteres morfológicos.

Com base nos resultados apresentados e no diálogo com a literatura, pode-se sugerir que o cenário mais parcimonioso e que trará menos problemas nomenclaturais e taxonômicos é considerar todos os membros do clado central de trametes sob um único nome: *Trametes*. O conceito morfológico de *Trametes* por Gilbertson & Ryvarden (1987) teria que ser expandido apenas um pouco para permitir que espécies com basidiomas laranjas, como é o caso de *Pycnoporus* ou táxons com hifas coloridas, tal qual *C. polyzona* sejam incluídas em *Trametes*. A descrição de novas espécies neste novo conceito de *Trametes* será mais fácil do que em

qualquer outro cenário inclusive pelo próprio arranjo dos terminais na árvore - a separação dos gêneros em dois clados, um com superfície pilear pubescente e outro com superfície pilear glabra (figura 1 e 3).

É importante ressaltar que táxons tropicais e neotropicais não estão acessíveis nos bancos de dados consultados, o que deixa a filogenia menos completa pois não responde na totalidade acerca da posição e das relações de ancestralidade e parentesco entre as espécies dessa parte do globo, especialmente.

ii) Taxonomia

Os táxons mais representados foram aqueles pertencentes a *Trametes*, em que oito espécies foram identificadas: *T. elegans*; *T. hirsuta*; *T. membranacea*; *T. neovillosa*; *T. polyzona*, *T. sanguinea*; *T. versicolor*; *T. villosa*. Além dessas espécies, *Cerrena caperata*, *Funalia. rigida*, *Hexagonia hydroides*, *Eneydaea papyracea* e *Earliella scabrosa*, também foram registrados.

De acordo com a base de dados flora e funga do Brasil (floradobrasil.jbrj.gov.br), *T. elegans* (como *Lenzites elegans*), *T. sanguinea*, *T. versicolor* e *T. villosa* são táxons já registrados para a área de estudo deste trabalho. Entretanto, *T. hirsuta* não tem registro para o Paraná, *T. membranacea* não tem registro para São Paulo, *T. neovillosa* (como *T. pavonia*) não tem registro para Paraná e Rio Grande do Sul. Dessa forma, foram ampliados os registros dos táxons para essas localidades - *T. hirsuta* para o Paraná, *T. membranacea*, para São Paulo e *T. neovillosa* para o Rio Grande do Sul.

Chave de identificação para as espécies de fungos Trametoides da Mata Atlântica da região
Sudeste e Sul do Brasil

1. Basidioma vermelho a alaranjado *Trametes sanguinea*
1. Basidioma branco, creme a castanho-escuro2
2. Superfície himenial lamelar a poroide, com poros irregulares, dedaloides*Trametes elegans*
2. Superfície himenial poroide com poros regulares a levemente sinuosos3
3. Poros grandes, 1-3(-4) poros/mm4
3. Poros menores, 3-6 poros/mm10
4. Superfície abhimenial branca a creme, tornando-se avermelhada a partir da base na maturidade *Earliella scabrosa*
4. Superfície abhimenial em tons de castanho, sem mancha avermelhada a partir da base5
5. Contexto dúplex com linha negra6
5. Contexto homogêneo, sem linha negra7
6. Superfície abhimenial castanho-escuro, 1-2 poros/mm..... *Trametes decipiens*
6. Superfície abhimenial esbranquiçada, 2-4 poros/mm..... *Trametes hirsuta*
7. Superfície abhimenial com zonas coloridas, zonas púrpuras, castanho-claras e castanho-escuras..... *Eneydaea papyracea*
7. Superfície abhimenial castanha sem zonas púrpuras 8
8. Basidioma castanho-escuro, ressupinado a efuso-reflexo *Datronia mollis*
8. Basidioma castanho-claro a castanho-acinzentado, séssil a efuso-reflexo..... 9
9. Superfície abhimenial glabra a finamente aveludada, azonada, às vezes com zonas levemente radiadas, contexto 3-9 mm de espessura *Trametes lactinea*

9. Superfície abhimenial vilosa, concentricamente zonada, contexto até 1mm de espessura	
<i>Trametes villosa</i>	
10. Contexto homogêneo	11
10. Contexto heterogêneo a dúplex	15
11. Superfície abhimenial fimbriada, com pelos negros longos e ramificados <i>Hexagonia hydroides</i>	
11. Superfície abhimenial levemente tomentosa a glabra	12
12. Basidioma grande, 8-13,5 × 12,2-27,2 cm, superfície abhimenial azonada, bege a creme, tornando-se ocrácea a partir da base na maturidade	<i>Trametes cubensis</i>
13. Basidioma menor, até 7,5 cm comprimento, superfície abhimenial zonada ou levemente zonada, sem mancha ocrácea	14
14. Superfície abhimenial com zonas concêntricas vináceas a castanho-avermelhadas	
<i>Trametes ochracea</i>	
14. Superfície abhimenial fracamente zonada, branca a creme	<i>Trametes membranacea</i>
15. Basidioma castanho-escuro	16
15. Basidioma ocráceo a castanho-claro	18
16. Basidioma efuso-reflexo a séssil, contexto sem linha negra	<i>Cerrena caperata</i>
16. Basidioma ressupinado a efuso-reflexo, com linha negra no contexto	17
17. Basidioma ressupinado discoide a efuso-reflexo, superfície abhimenial tomentosa a estrigosa, castanho-escuro a preta.....	<i>Datronia stereoides</i>
17. Basidioma a efuso-reflexo, superfície abhimenial fortemente zonada concentricamente com cores muito diferentes que vão desde tons amarelados, acastanhados, acinzentados, avermelhados até enegrecido	<i>Trametes versicolor</i>

18. Basidioma ressupinado a sésil, com basidiósporos $7,0-10,0 \times 3,0-4,0$
 μm *Funalia*
rigida
18. Basidioma sésil a efuso-reflexo, basidiósporos menores19
19. Basidiósporos elipsoides, $4,0-5,5 \times 3,0-4,0 \mu\text{m}$ *Trametes neovillosa*
19. Basidiósporos cilíndricos, $5,0-7,0 \times 2,5-4,0 \mu\text{m}$ *Trametes polyzona*

Cerrena caperata (Berk.) Zmitr.

Myc. 1 (1): 91. 2001.

Basidioma anual, pileado, sésil, aplanado, dimidiado, efuso-reflexo e flexível, mas em espécimes mais grossos e mais velhos, torna-se coriáceo; superfície abhimenial nitidamente tomentosa, concentricamente zonada com colorações variáveis que vão desde ocráceo a canela ou vináceo a marrom chocolate, com 1,0-8,5 cm de largura, 7,0-11,0 cm de comprimento e 1,0-5,0 mm de espessura; superfície himenial poróide, de cor ocre, canela a marrom chocolate; superfície himenial poróide, com poros circulares a angulares, de 3-5 por mm, alguns poros podem ser sinuosos e alongados; tubos de cor marrom canela, indistintamente estratificado, com até 2,0 mm de espessura; contexto duplex, de cerca de 1,5 mm de espessura, sendo que o contexto inferior é mais denso, fibroso de cor marrom e o superior é homogêneo. **Sistema hifal** trimítico, hifas generativas de paredes finas, hialinas e com anças, 1,0- 2,0 μm de diâmetro, hifas esqueléticas são dominantes, sobretudo na região do tomento, de cor marrom-dourada, paredes espessas com 2,5-5,0 μm de diâmetro, hifas ligadoras de paredes pouco ramificadas, com 1,0-4,0 μm de diâmetro. Elementos estéreis ausentes. **Basídios** não foram vistos. **Basidiósporos** cilíndricos, de paredes finas, hialinos, lisos, IKI-, acianófilo, $6,5-10,0 \times 2,0-3,0 \mu\text{m}$. $Lm \times Wm = 8,3 \times 2,4$. $Q = 2,17-3,34$, $Qm = 2,63$, $n = 35$.

Substratos. Em madeira morta de espécies angiospermas.

Distribuição: Possui ampla distribuição no Brasil ocorrendo em áreas de Amazônia, Caatinga, Cerrado, Mata Atlântica (Maia *et al.* 2015). Em São Paulo já foi registrada nos seguintes municípios: Barretos, Bebedouro, Matão, Novo Horizonte, Palestina, Planalto, Sales, Taquaritinga, União Paulista (Gugliotta *et al.* 2012), Cananéia (Gugliotta & Bononi 1999),

Mogi-Guaçu (Gugliotta 1997, Abrahão *et al.* 2012, 2019), Santo André (Capelari *et al.* 2009), São José do Rio Preto (Abrahão *et al.* 2009), São Luiz do Paraitinga (Pires *et al.* 2017) e São Paulo (Motato-Vásquez *et al.* 2014).

Comentários: *D. caperata* pode ser reconhecida pela superfície abhimenial com zonas concêntricas, vilosas, em tons de castanho, que se torna glabra com a maturidade expondo uma cutícula preta. Difere das espécies de *Trametes* pela cor escura do píleo e contexto e, se distingue das espécies de *Hexagonia*, pelos poros regulares e circulares (Ryvarden & Johansen 1980).

Material examinado: Brasil, SÃO PAULO, São Paulo, Parque Estadual das Fontes do Ipiranga, 14- VIII-1958, M. Kuhlmann s.n. (SP42079); 7-VIII-1959, J.S. Furtado (SP44147); 06-II-1960, J.S. Furtado & O. Fidalgo s.n. (SP46664); 15-II-1960, O. Fidalgo *et al.* s.n. (SP47211); Picada Gardner, V-1960, J.S. Furtado s.n. (SP48849); 07-VI-1960, J.S. Furtado s.n. (SP50922); 24-III- 1961, A.R. Salles s.n. (SP95194); 13-XI-1961, J.S. Furtado *et al.* s.n. (SP95538); 22-VIII-1967, B. Skvortzov s.n. (SP98490); 30-VI-1967, B. Skvortzov s.n. (SP98491); 21-III-1969, B. Skvortzov s.n. (SP103751); V-1969, B. Skvortzov s.n. (SP103935); 17-XI-1968, B. Skvortzov s.n. (SP107113); 18- XI-1977, V.L. Penteado 63 (SP); 31-III-1986, M.A. de Jesus (SP211907); 16-I-1987, L. Ryvarden *et al.* 24117 (SP); 24-I-1987, L. Ryvarden *et al.* 24334 (SP); 26-VIII-1992, L.K. Okino & V.L.R. Bononi s.n. (SP250525); 23-IX-1992, M. Capelari s.n. (SP250542); 27-IV-1995, A.M. Gugliotta *et al.* 457 (SP); 30-VIII-1995, A.M. Gugliotta *et al.* 558 (SP); 18-XII-1999, D.M. Vital s.n. (SP394427); 29-V-1996, A.M. Gugliotta & G.S.G. Louza 662 (SP); 24-V-2000, A.M. Gugliotta *et al.* 1078 (SP); 25-VIII-2000, A.M. Gugliotta *et al.* 1080, 1081 (SP); 25-IX-2001, A.M. Gugliotta *et al.* 1118 (SP); 20-II-2002, A.M. Gugliotta *et al.* 1168, 1169 (SP); 12-II-2004, A.M. Gugliotta & G.R. Leal 1208 (SP); 16-II-2004, C. Puccinelli *et al.* (SP308041); 29-III-2004, L.J. Gimenes & C. Puccinelli (SP308040); 06-VII-2004, M. Capelari *et al.* 4295 (SP); 26-XI-2004, C.A. Osaku & G.R. Leal 011 (SP); 05-XII-2006, C.L.C Redivo *et al.* 006 (SP); 09-I-2012, V. Bononi s.n. (SP417123; SP417431); 16-XII-2021, M. Fernandes MF144 (SP); Parque Estadual Serra do Mar, trilha do Jequitibá, 15-II-2022, M. Fernandes MF181 (SP); PARANÁ, Foz do Iguaçu, Parque Nacional do Iguaçu, trilha do macuco, 7-V-2022, M. Fernandes MF190 (SP); trilha do poço preto, 8-V-2022, M. Fernandes MF196, MF197, MF198 (SP).

Earliella scabrosa (Pers.) Gilb. & Ryvarden

Mycotaxon 22:364, 1985

Basidioma anual, efuso-reflexo a pileado, às vezes ressupinado, resistente e coriáceo; superfície superior glabra, com zonações concêntricas, inicialmente de coloração branca a creme, que logo é coberta por uma cutícula avermelhada que se inicia na base e tem aparência enrugada nos basidiomas secos; em espécimes velhos, essa cutícula cobre quase toda a superfície pilear, em espécimes jovens é visível apenas na porção do basidioma próxima ao substrato, como uma zona estreita; possui dimensões com até 1,0 cm de espessura na base e raramente mais de 3,5 cm de largura; a superfície himenial é poroide, branca a marrom clara, com poros sinuosos a semi-dadealoides, especialmente em partes efusas do basidioma, 2-3 por mm, entretanto os poros alongados podem medir até 6,0 mm de comprimento; tubos de mesma cor que a superfície himenial, com até 4,0 mm de comprimento; contexto branco, rígido, com até 3,0 mm de espessura que, em secção transversal, apresenta uma linha escura conspícua nos pontos onde existe a cobertura da cutícula avermelhada. **Sistema hifal** trimitico, hifas gerativas de paredes finas, hialinas, com anças, de 1,5-3,5 μm de diâmetro, difíceis de encontrar em espécimes secos; as hifas esqueletais são dominantes, hialinas com parede espessa e sólida, de 2,5-5,5 μm de diâmetro; as hifas ligadoras estruturalmente se assemelham as esqueletais mas com ramificações laterais afiladas. **Basídios** clavados, com 15,0-20,0 μm de comprimento, tetraesterigmados. **Basidiósporos** cilíndricos a oblongo-elipsoides, IKI-, acianófilos, com dimensões de 6,0-10 x 3,0-4,5 μm , $L_m \times W_m = 8,2 \times 3,4$, $Q = 2,4-3,0$, $Q_m = 2,72$, $n = 30/2$.

Substratos: Em madeira morta de numerosas espécies de angiospermas.

Distribuição: A espécie possui ampla distribuição e está presente em todas as regiões do Brasil (exceto a região Centro-Oeste), ocorrendo nos ecossistemas da Amazônia, Caatinga, Cerrado, Mata Atlântica (Maia *et al.* 2015)

Comentários: Esta espécie é reconhecível devido às características notórias do basidioma como o hábito, a cutícula avermelhada presente no píleo e da superfície himenial com poros irregulares, alongados, sinuosos. Alguns espécimes, se de hábito ressupinado, podem parecer com espécies de *Dichomitus* Reid, porém esta espécie apresenta hifas esqueléticas dextrinoides, ausentes em *Earliella*.

Material examinado: BRASIL, SÃO PAULO, São Paulo, Parque Estadual do Pico do Jaraguá, 01-VI-2023, M. Fernandes MF239 (SP).

Eneydaea papyracea (Berk.) Fernandes & Gugliotta (nome provisório)

= *Hexagonia papyracea* Berk., Annals and Magazine of Natural History 10: 379 (1843)

Basidioma anual, pileado, único a imbricado, dimidiado em forma de leque, aplanado, coriáceo e flexível, com 3,0-11,0 cm de largura e comprimento, e 1,0-2,5 mm de espessura; superfície abhimenial nitidamente zoneada, geralmente em tons vináceos a marrom escuro; às vezes, as zonas podem ser levemente acinzentadas devido a algas no tomento; superfície himenial poroide, de cor marrom quando em crescimento ativo, mas com tons escuros em basidiomas mais velhos; poros hexagonais a angulares, 1-2 por mm; tubos rasos, de mesma cor que a superfície himenial; contexto com 1.0-1,5 mm de espessura, marrom escuro e com cutícula fina onde o píleo é glabro. **Sistema hifal** trimítico com hifas generativas com anças, com 2,0-4,0 µm de largura, hifas esqueléticas marrons claro, de paredes espessas com 3,0-6,0 µm de diâmetro, dominantes no contexto. Hifas ligadoras não foram vistas. Elementos estéreis ausentes. **Basídios** clavados, tetra esterigmando, com 15,0-35,0 x 6,0-13,0 µm. **Basidiósporos** cilíndricos a elipsóides, hialinos, lisos, de paredes finas, IKI-, acianófilo, 9,0-14,0 x 4,5-6,5 µm. $Lm \times Wm = 12,3 \times 5,3$, $Q = 1,8-2,8$, $Qm = 2,5$, $n = 30$.

Substratos. Em troncos e galhos mortos de espécies de angiospermas.

Distribuição: Possui ampla distribuição no Brasil ocorrendo em áreas de Amazônia, Caatinga, Cerrado, Mata Atlântica e Pantanal (Maia *et al.* 2015). Há registros da espécie nos seguintes municípios do estado de São Paulo: Barretos, Macaúbal, Nova Granada, Palestina, Pindorama, Sales, São João de Iracema, Taquaritinga, Turmalina (Gugliotta *et al.* 2012), Cananéia (Gugliotta & Bononi 1999), Mogi-Guaçu (Gugliotta 1997, Abrahão *et al.* 2012, 2019), São José do Rio Preto (Abrahão *et al.* 2009), Santo André (Gugliotta *et al.* 2010) e São Paulo (Motato-Vásquez *et al.* 2014).

Comentários: A espécie é facilmente reconhecida pelo basidioma fino, com superfície abhimenial velutina e concentricamente zonada, com zonas púrpuras, castanho-claras e castanho-escuras alternadas e, pelos poros grandes (1–2 por mm) e rasos, de formato hexagonal. Entretanto, pelas características microscópicas como sistema hifal trimítico e basidiósporos cilíndricos pode ser confundida com espécies de *Trametes*, tais como *T. membranacea* (Sw.) Kreisel e *T. polyzona* (Pers.) Justo.

Material examinado: BRASIL, SÃO PAULO, São Paulo, Parque Estadual das Fontes do Ipiranga, 31-VIII-1961, A.R. Salles s.n. (SP60375); 30-VIII-1995, A.M. Gugliotta *et al.* 559 (SP); 29-V-1996, A.M. Gugliotta & S.C.S.Souza 666, 673 (SP); 25-VIII-2000, A.M.

Gugliotta *et al.* 1082 (SP); 26-III-2003, U.C. Peixoto s.n. (SP380158); 18-II-2005, L.J. Gimenes *et al.* s.n. (SP308201); 06-X-2005, U.C. Peixoto s.n. (SP380138); Trilha para Ecologia, 19-XII-2006, C. Redivo & A.M. Gugliotta 13 (SP); 18-II-2019, A.M. Gugliotta *et al.* 1628 (SP). PARANÁ, Foz do Iguaçu, Parque Nacional do Iguaçu, trilha do macuco, 7-V-2022, M. Fernandes MF195, MF200, MF201 (SP).

Funalia rigida (Berk. & Mont.) Murrill

North American Flora 9 (2): 75 (1908)

Basidioma anual, pileado, séssil, fixo lateralmente ao substrato ou aderido através de pontoações (regiões de inserção) arredondadas; possui dimensões de até 4,5 cm de largura, 15,0 cm de comprimento e 1,0 cm de espessura na porção do basidioma próximo a região de inserção no substrato; superfície abhimenial de cor ocrácea a marrom e, frequentemente, se apresenta em tons marrom-acinzentado; superfície abhimenial hirsuta a tomentosa, zonada com zonas concêntricas amplas, com 1,0-4,5 mm; superfície himenial poróide, de cor marrom-canela, geralmente com uma leve tonalidade cinza em basidiomas mais velhos, poros redondos a angulares, inteiros, de 2-4 por mm; tubos de mesma cor que a superfície himenial, com até 4,5 mm de espessura; contexto duplex, em que a parte inferior é mais densa, marrom-dourada e fibrosa de até 3,0 mm espessura e a parte superior do contexto é mais solta, de marrom-acinzentada. **Sistema hifal** trimítico, hifas generativas hialinas, de paredes finas e com anças, de 1,5-4,0 µm de diâmetro, frequentemente colapsadas hifas esqueletais abundantes, amarelas a quase douradas, de paredes espessas e 3,0-8,0 µm de diâmetro e hifas ligadoras de paredes finas a ligeiramente espessas, hialinas a amareladas, de 1,5-4,0 µm de diâmetro. Elementos estéreis ausentes. **Basídios** clavados, 18,0-25,0 x 6,0-8,0 µm. **Basidiósporos** cilíndricos, hialinos, lisos e de paredes finas, IKI-, acianófilos, 8,0-12,5x2,5-4,5 µm. $Lm \times Wm = 10,3 \times 3,2$, $Q = 2,28-3,12$, $Qm = 2,88$, $n = 30$.

Substratos: Em madeira morta de angiosperma.

Distribuição: A espécie possui ampla distribuição e está presente em todas as regiões do Brasil, ocorrendo nos ecossistemas da Amazônia, Caatinga, Cerrado, Mata Atlântica (Maia *et al.* 2015) onde tem sido frequentemente citada como *Coriopolis floccosa* (considerada por muitos autores sinônimo deste nome). No estado de São Paulo já foi registrada nos seguintes

municípios: Barretos, Bebedouro, Macaúbal, Matão, Palestina, Pindorama, Santo Antônio de Aracanguá, Taquaritinga, Turmalina (Gugliotta *et al.* 2012), Mogi-Guaçu (Gugliotta 1997; Abrahão *et al.* 2012; 2019), Santo André (Capelari *et al.* 2009; Gugliotta *et al.* 2010), São José do Rio Preto (Abrahão *et al.* 2009), São Luiz do Paraitinga (Pires *et al.* 2017) e São Paulo (Motato-Vásquez *et al.* 2014).

Comentários: O basidioma fino, castanho, séssil, efuso-reflexo a ressupinado, normalmente imbricado, com superfície abhimenial hirsuta a glabra, concentricamente zonada e sulcada, e os basidiósporos cilíndricos caracterizam a espécie. A delimitação de espécies como *Coriolopsis rigida* (Berk. & Mont.) Murrill, sinônimo de *Funalia rigida* (cuja descrição foi baseada em materiais da América do Norte), e *Coriolopsis floccosa* (Jungh.) Ryvarden (localidade do tipo: Java), é bastante complexa. Por serem morfologicamente muito semelhantes, esses nomes tem sido considerados sinônimos (vide Mycobank: mycobank.org); no entanto, estudos filogenéticos demonstram que a distribuição geográfica tem afetado fortemente na delimitação das espécies, e que diversos nomes até então utilizados para espécies tropicais têm sido erroneamente aplicados (Motato-Vásquez *et al.* 2018, Palacio *et al.* 2019, Westphalen *et al.* 2021.), indicando que provavelmente *C. floccosa* e *F. rigida* devam ser espécies válidas. Nesse sentido, a filogenia do grupo tem confirmado que *Coriolopsis* é parafilético, sendo que *C. polyzona* (Pers.) Ryvarden (espécie tipo do gênero) está incluída em *Trametes* s.str.

Material examinado: BRASIL, SÃO PAULO, São Paulo, Parque Estadual das Fontes do Ipiranga, III-1969, B. Skvortzov s.n. (SP103737); 16-I-1987, Ryvarden *et al.* 24121 (SP); 19-VI-2001, U.C Peixoto s.n. (SP380154); 03-I-2007, A.M. Gugliotta s.n. (SP392808); 28-VIII-2007, A.M. Gugliotta *et al.* 1252, 1253 (SP).

Hexagonia hydnoides (Fr.) M. Fidalgo

Mem. New York Bot. Gard. 17(2):35-108, 1968

Basidioma anual, pileado, dimidiado a flabeliforme, solitário a imbricado, geralmente fino, de consistência flexível a coriácea quando fresca, rígida quando seca e que se adere ao substrato por uma pequena porção do pileo; possui dimensões com 3,0-15,0 cm de largura, 2,5-10,0 cm de comprimento e 0,2-1,5 cm de espessura; superfície abhimenial marrom-escuro a quase preta, densamente coberta por um tomento escuro, ereto, ramificados de até 5,0 mm de comprimento; margem fino, inteira ou ligeiramente lobada de mesma cor da superfície

abhimenial; superfície himenial poroide, a marrom escura com tons acinzentados, poros circulares, de 3-4 por mm e dissepimentos grossos e inteiros; tubos de cor marrom a cinza, em uma única camada de 1,0-7,0 mm de espessura; contexto marrom a marrom escuro, com 1,0-8,0 mm de espessura. **Sistema hifal** trimítico com hifas generativas hialinas, de paredes finas, com 2,0-2,5 µm de diâmetro, hifas esqueléticas amarelas a marrom-pálido, de paredes espessas, com 3-6 µm de diâmetro; hifas ligadoras hialinas a amareladas, com paredes levemente espessadas, e pouco com 1,5-2,5 µm de diâmetro. Elementos estéreis ausentes. **Basídios** não foram vistos. **Basidiósporos** cilíndricos, hialinos, lisos e de paredes finas, IKI-. acianófilo, 9,0-12,5 x 3,5-5,0 µm. $Lm \times Wm = 10,8 \times 4,1$, $Q = 2,5-3,5$, $Qm = 2,9$, $n = 30$.

Substratos. Em troncos e galhos mortos de angiospermas.

Distribuição: Possui ampla distribuição no Brasil ocorrendo em áreas de Amazônia, Caatinga, Cerrado, Mata Atlântica e Pantanal, onde foi e já foi registrada para os estados Alagoas, Amapá, Amazonas, Bahia, Espírito Santo, Mato Grosso, Mato Grosso do Sul, Maranhão, Pará, Paraíba, Paraná, Pernambuco, Rio de Janeiro, Rio Grande do Norte, Rio Grande do Sul, Rondônia, Santa Catarina, São Paulo e Sergipe (Maia *et al.* 2015). No estado de São Paulo já foi registrada nos seguintes municípios: Mogi-Guaçu, Cananéia e São José do Rio Preto (Gugliotta 1997, Gugliotta & Bononi 1999, Abrahão *et al.* 2009).

Comentários: a espécie é facilmente reconhecida pela densa massa de pelos eretos e escuros na superfície do píleo, geralmente em zonas concêntricas e distintas, também pela forma e tamanho dos poros, cor do contexto e tamanho dos basidiósporos. *Hexagonia hirta* (P. Beauv.) Fr. é a espécie mais próxima de *H. hydroides*, cuja diferença reside no fato de que, enquanto *H. hydroides* possui poros menores e menos variáveis (3–5 poros por mm), basidiósporos menores, 9,0-12,5 x 3,5-5,0 µm, *H. hirta* possui poros de 8–16 poros por cm e basidiósporos 13,7–16,3 x 7,3-7,5–6,25 µm (Fidalgo 1968b).

Material examinado: BRASIL, SÃO PAULO, São Paulo, Parque Estadual das Fontes do Ipiranga, 16-XII-2021, M. Fernandes 143 (SP).

Trametes elegans (Spreng.: Fr.) Fr.

Epicr. Syst. Mycol. p.492, 1838

Basidioma anual a perene, pileado a pseudostipitado, flabeliforme, dimidiado, séssil ou com base curta em forma de estipe, 5,0-12,0 cm de largura e comprimento e 0,2-3 cm de espessura, macio e flexível quando fresco, mas mais rígido quando seco; superfície abhimenial branca, creme a amarelo ocre, finamente tomentosa a glabra, lisa e, as vezes, sulcada concentricamente. Ocasionalmente, podem se formar áreas elevadas ligeiramente irregulares na superfície do píleo; estipe ausente, mas se presente é glabro, sólido, com até 2,5 cm de comprimento e 1,5 cm de diâmetro. Superfície himenial muito variável, indo desde poróide, (poros circulares a angulares, 1-2 por mm), mas podendo ser parcialmente sinuosa a daedaloide ou parcialmente a completamnte lamelado (com lamelas retas a sinuosas, 4-6 por cm); tubos ou lamelas com até 5,0 mm de espessura; contexto branco a creme claro, até 15,0 mm de espessura próximo à região de inserção no substrato, de cor amadeirada e duro quando seco. **Sistema hifal trimítico**, hifas generativas hialinas, paredes finas, com anças, com 2,0-4,0 μm de diâmetro; hifas esqueléticas dominam o contexto, são amarelas a douradas, de paredes espessas, com 3,0-7,0 μm de diâmetro; hifas ligadoras hialinas a amarelo pálido, de paredes espessas, até 5 μm de diâmetro, ramificadas de forma irregular, que se projetam no himênio; elementos estéreis ausentes. **Basídios** clavados, tetra esterigmados, de 9,0-15,0 x 4,0-5,0 μm ; **Basidiósporos** cilíndricos, hialinos, IKI–, acianófilos, de 5,0-7,0 x 2,0-3,0 μm . $L_m \times W_m = 6,1 \times 2,2$, $Q = 2,0-3,5$, $Q_m = 2,7$, $n = 60$.

Substratos. Em tronco de angiospermas.

Distribuição: Ocorre na Amazônia, Caatinga, Cerrado, Mata Atlântica, e já foi registrada para os estados do Amazonas, Bahia, Mato Grosso, Pará, Paraná, Pernambuco, Rondônia, Rio Grande do Sul, Santa Catarina e São Paulo (Maia *et al.* 2015). No estado de São Paulo foi registrada apenas nos municípios de Cananeia (Bononi & Gugliotta 1999), Mogi-Guaçu (Abrahão *et al.* 2012) e São Paulo.

Comentários. O basidioma desta espécie é de fácil reconhecimento em virtude do himenóforo irregular, frequentemente lamelado, a cor esbranquiçada e a superfície superior glabra. Ryvarden e Johansen (1980) relataram que uma grande variação pode ocorrer em uma única amostra, mesmo em amostras poróides, algumas partes do himenóforo geralmente poderá ter algumas lamelas ou poros sinuosos. Na filogenia de Justo e Hibbett (2011) foram recuperados

três clados para os organismos identificados como *Trametes elegans*, (sinônimo de *L. elegans*) o que sugere que o táxon faz parte de um complexo de espécies (Olou et al, 2020).

Material examinado: BRASIL, SÃO PAULO, São Paulo, Parque Estadual das Fontes do Ipiranga, 20-VI-1956, M.A. Pereira s.n. (SP43741); Picada Gardner, 08-V-1961, A.R. Salles & D. Vital s.n.(SP62043); Picada Gardner, 29-III-1962, A.R. Salles s.n. (SP62097); Picada Gardner, 28-IV-1962, R. Salles s.n. (SP61406); Picada Gardner, 19-V-1962, J.R.P. Castro *et al.* s.n. (SP61407); III-1967, J.S. Furtado s.n. (SP98451); 08-VI-1967, V.P. Souza s.n. (SP98075); V-1969, B. Skvortzov s.n. (SP103923); 5-V-1969, B. Skvortzov (SP103918); 20-VI-1996, M.A. Pereira (SP43741). BRASIL, SANTA CATARINA, Orleans, Parque Estadual da Serra Furada, 01-XII-2022, M. Fernandes MF236 (SP).

Trametes hirsuta (Fr.) Pilát

Atl. Champ. Europe 3:265, 1939

Basidioma anual, pileado, às vezes efuso-reflexo, coriáceo quando fresco; píleo dimidiado, aplanado, com 2,0-4,5 x 3,3-5,0 x 0,1-0,7 cm; superfície abhimenial hirsuta, branca acinzentada, zonada ou sulcada concêntricamente e margem frequentemente marrom-amarelado; superfície himenial poroide, de cor branca a marrom clara, às vezes acinzentada; poros irregulares, angulares a raramente circulares, de 2-4 por mm, com dissepimentos grossos e inteiros; contexto duplex, se separa da parte inferior, que é branca, com aspecto de cortiça, até 12,0 mm de espessura, por uma fina linha preta, às vezes difícil de ver; camada de tubos tem mesma cor da parte inferior do contexto, com até 6,0 mm de espessura. **Sistema hifal** trimítico, com hifas generativas de parede fina, com anças, de 2,5-5,5 µm de diâmetro; hifas esqueléticas de paredes espessas, muitas vezes sinuosas, hialinas, pouco ramificadas, com 3,0-9,0 µm de diâmetro e hifas ligadoras de paredes espessas, não septadas, ramificadas, de 2,0-4,0 µm de diâmetro; elementos estéreis ausentes; **Basídios** clavados, tetra esterigmados, com 15,0-22,0 x 5,0-7,0 µm. **Basidiósporos** cilíndricos, hialinos, lisos, IKI–, acianófilos, 6,0-9,0 x 2,0-2,5 µm, $L_m \times W_m = 7,6 \times 2,3$, $Q = 2,4-3,6$, $Q_m = 2,7$, $n = 45$.

Substratos. Em troncos e galhos de angiospermas.

Distribuição: Ocorre no Cerrado, Mata Atlântica, e já foi registrada para os estados do Mato Grosso, Paraná, Santa Catarina, Pernambuco, Rio Grande do Sul, e São Paulo (Maia *et al.* 2015).

Comentários. Esta espécie é caracterizada pela superfície superior zonada hirsuta e contexto duplex. De acordo com Westphalen & Silveira (2013), a camada superior do contexto se separa da parte inferior por uma fina linha preta, característica não observada nos espécimes examinados. Apesar de poder ser confundida com *T. maxima* ou *T. villosa*, se difere do primeiro pelo formato dos basidiósporos (elipsóide em *T. maxima*), e do segundo pelos dissepimentos (quase hidnoides em *T. villosa*) e basidiósporos mais longos.

Material examinado: BRASIL, SÃO PAULO, São Paulo, Parque Estadual das Fontes do Ipiranga, 14-I-2020, M. Fernandes MF148 (SP); Parque Estadual da Serra do Mar, Trilha da esmeralda, 26-I-2022, M. Fernandes MF166 (SP). Parque Estadual da Serra do Mar, Trilha do Jequitibá, 26-I-2022, M. Fernandes MF167 (SP).

Trametes membranacea (Sw.:Fr.) Kreisel

Ciencias, ser.4, no 16:83, 1971

Basidioma anual, pileado, séssil, geralmente dimidiado a flabeliforme, flexível quando fresco, tornando-se quebradiço quando seco, com dimensões de 2,0-5,5 cm x 3,0-5,0 x 0,1-0,3 cm; superfície abhimenial opaca, finamente adpressa, aveludada, que pode se tornar glabra; de cor branca a creme, que pode converter-se a marrom pálido em basidiomas mais velhos, fracamente zonado com margem fina, lisa, frequentemente lobada e ondulada quando seca; superfície himenial poroide, branca a creme, poros circulares a angulares, geralmente com dissepimentos finamente lacerados, com 5-6 por mm; tubos de mesma cor que a superfície himenial com até 1 mm de espessura; contexto homogêneo, branco a creme claro, com até 1,0 mm de espessura na região de inserção no substrato. **Sistema hifal trimítico**, hifas generativas com anças, de 2,0-3,0 µm de diâmetro; hifas esqueléticas abundantes, de paredes espessas, 3,0-9,0 µm de diâmetro e hifas ligadoras sinuosas, ramificadas, de paredes espessas, 2,0-4,0 µm de diâmetro; elementos estéreis ausentes; **Basídios** clavados, tetra esterigmados com 8,0-14,0 x 4,0-5,5 µm. **Basidiósporos** cilíndricos, hialinos, IKI-, acianófilos, 4,5-6,0 x 2,0-2,5 µm, $Lm \times Wm = 5,2 \times 2,1$, $Q = 2,25-2,4$, $Qm = 2,33$, $n = 25$.

Substratos. Em troncos e galhos de angiospermas.

Distribuição: Amazonas, Amapá, Pará (Gugliotta *et al.* 2013), Bahia (Góes-Neto 1999), Minas Gerais (Fidalgo 1974), Paraíba (Gibertoni *et al.* 2004, 2007), Paraná (Ryvarden & Meijer 2002,

Meijer 2006), Pernambuco (Gibertoni & Cavalcanti 2003), Rio Grande do Sul (Silveira & Guerrero 1991, Reck & Silveira 2008), Santa Catarina (Groposo & Loguercio-Leite 2005).

Comentários: O basidioma flabeliforme e fino, a superfície superior opaca, quase glabra, e himenóforo com poros minúsculos torna esta uma espécie distinta. A margem ondulada quando seca também é uma característica distinta. *T. neovillosa* tem um basidioma com poros igualmente pequenos, mas com píleo bem mais hirsuto a tomentoso, além de esporos elipsóides. Espécimes com basidiomas velhos e pálidos de *T. versicolor* podem ser separados de *T. membranacea* por terem uma aparência muito mais tomentosa com uma superfície superior com zonas contrastantes e uma linha negra no contexto duplex.

Material examinado: BRASIL, RIO GRANDE DO SUL, São Francisco de Paula, FLONA de São Francisco de Paula, 19-IV-2023, M. Fernandes & M.C. Westphalen MF220 (SP).

Trametes neovillosa Fernandes & Gugliotta.

Phytotaxa 591 (1): 80. 2023.

Basidioma anual, pileado, séssil, dimidiado a flabeliforme, coriáceo a flexível quando frescos, encontrado no substrato muitas vezes em aglomerados imbricados, com 4,0-9,0 x 3,5-10,0 x 0,2 cm de dimensões; superfície abhimenial tomentosa, zonada, de cor branca a ocrácea, tornando-se amarelo claro a marrom pálido em basidiomas velhos, muitas vezes com faixas verdes devido ao crescimento de algas no tomento; margem fina; superfície himenial poroide, de cor branca a ocre pálida, poros circulares a angulares, brilhantes sob luz incidente, com 5-6 por mm e dissepimentos inteiros; tubos de mesma cor que a superfície himenial, com até 1,0 mm de espessura; contexto branco, homogêneo, denso a fibroso, com 1,0-2,0 mm de espessura. **Sistema hifal trimítico** com hifas generativas com anças, de 2,5-5,0 µm de diâmetro, dominantes na região do tomento; hifas esqueletais de paredes espessas, hialinas de 2,5-5,5 µm de diâmetro, mais comum na parte inferior do contexto; hifas ligadoras sinuosas, hialinas, de 1,0-2,0 µm de diâmetro, mais comum próximo à base do basidioma; elementos estéreis ausentes, mas *hyphal pegs* presentes. **Basídios** clavados, tetra esterigmado, 8,0-12,0 x 4,5-6,0 µm. **Basidiósporos** elipsóides, hialinos, IKI-, acianófilos, 4,5-5,5 x 3-3,5 µm. $L_m \times W_m = 5,3 \times 3,1$, $Q = 1,3-1,8$, $Q_m = 1,49$, $n = 40$.

Substratos. Em galhos e troncos cortados de angiospermas indeterminadas.

Distribuição no sul do Brasil. Encontrado na mata atlântica e floresta estacional decídua.

Comentários: Esta espécie é caracterizada pelo basidioma delgado e flexível, concentricamente zonados superfície superior e poros pequenos, quase invisíveis a olho nu; microscopicamente, apresenta basidiósporos elipsóides. Pode ser confundida com *T. versicolor*, pelas zonações características mas tem poros menores e não possui linha negra abaixo do tomento. Sua ocorrência no Brasil tem sido relatada como *Trametes pavonia* (Hook.) Ryvarden, nome ilegítimo por ser homônimo posterior de *Trametes pavonia* (Berk.) Fr. Dessa maneira, Fernandes & Gugliotta (2023) propuseram o nome *Trametes neovillosa* Fernandes & Gugliotta para substituí-lo. *T. neovillosa* é uma espécie similar a *T. villosa*, entretanto, difere no tamanho dos poros, dificilmente visíveis a olho nu em *T. neovillosa* (4–6 por mm) enquanto em *T. villosa* os poros angulares são de 2–3 (-4) por mm.

Material Examinado: BRASIL, SÃO PAULO, São Paulo, Parque Estadual das Fontes do Ipiranga, 20-II-2020, A.M. Gugliotta & M.C. Westphalen 1633 (SP). RIO GRANDE DO SUL, São Francisco de Paula, FLONA de São Francisco de Paula, 19-IV-2023, M. Fernandes & M.C. Westphalen MF221 (SP).

Trametes polyzona (Pers.) Justo

Taxon 60(6): 1580, 2011.

Basidioma anual a perene, pileado, sésil, dimidiado a flabeliforme, coriáceo e flexível, geralmente amplamente aderido ao substrato, encontrado em grande quantidade, de quando em vez imbricado, de dimensões com até 7,0 cm de largura, 10,0 cm de comprimento, 2,5 mm de espessura próximo ao ponto de inserção no substrato; superfície abhimenial poroide, de cor amarelo ocre quando fresca a marrom ocre ou marrom acinzentado em basidiomas velhos; frequentemente se apresenta com tonalidades verdes devido a algas presentes nessa região do basidioma; superfície abhimenial tomentosa a ligeiramente eriçada (hispida) em numerosas zonas concêntricas, profundamente sulcado; margem fina; superfície himenial poroide, de cor creme a bege quando fresco, marrom dourado quando seco; poros circulares a angulares, com 2-3 por mm; tubos de mesma cor que a superfície himenial, de até 4,0 mm de espessura, às vezes estratificado; contexto duplex, com até 2,0 mm de espessura sendo a parte superior desse contexto solta, de cor creme quando fresca, tornando-se marrom acinzentado a marrom escuro em basidiomas secos e velhos; já parte inferior é fibrosa e densa, de cor branca a creme quando jovem e fresca, mas tornado-se ocre a marrom claro quando seca e possui até 3,0 mm de espessura. **Sistema hifal** trimítico, com hifas generativas com

ança, paredes finas e hialinas, de 1,5 -2,5 µm de diâmetro; hifas esqueléticas abundantes (dominantes no contexto), espessas, hialina a amarelo claro, com 3,0-10,0 µm de diâmetro; hifas ligadoras hialinas a ligeiramente amareladas, de 3,0-6,0 µm em diâmetro. Elementos estéreis ausentes. **Basídios** clavados, com 25,0-35,0 x 7,0-10,0 µm, tetra esterigmados. **Basidiósporos** cilíndricos, hialino, paredes lisas e finas, IKI-, acianófilo, 6,5-8,0 x 2,5-3,5 µm. $Lm \times Wm = 7,4 \times 2,8$, $Q = 2,17-2,67$, $Qm = 2,5$, $n = 35$.

Substratos. Em galhos de angiospermas.

Distribuição: A espécie ocorre em áreas de Amazônia, Cerrado, Mata Atlântica, Pantanal (Maia *et al.* 2015), e no estado de São Paulo já foi registrada nos seguintes municípios: Mogi-Guaçu (Abrahão *et al.* 2012), Santo André (Capelari *et al.* 2009; Gugliotta *et al.* 2010), São José do Rio Preto (Abrahão *et al.* 2009) e São Paulo.

Comentários: A espécie caracteriza-se pelo basidioma pileado, séssil a efuso-reflexo, dimidiado a flabeliforme com superfície abhimenial ocrácea a castanho-clara, hirsuta, concentricamente zonada e sulcada, que pode apresentar contexto dúplex. Microscopicamente, caracteriza-se por possuir basidiósporos cilíndricos e hialinos, o que, nesse aspecto, difere a espécie da *T. neovillosa*, que possui basidiósporos elipsóides. Em virtude da grande variação na morfologia do basidioma, essa espécie pode ser confundida com espécimes velhos de *Trametes hirsuta* (Wulf.:Fr.) Pilát, cujos basidiomas se tornam ocráceos a castanho escuros. No entanto, quando fresco, *T. hirsuta* apresenta superfície pilear hirsuta, acinzentada, assim como a superfície himenial; o contexto é branco e basidiósporos ligeiramente menores $4,5-7 \times 1,5-2,5$ µm (Ryvarden & Johansen 1980, Bernicchia 1990). Essa espécie foi descrita como *Corioloopsis*, tendo esta espécie como tipo. Recentemente, sua real posição entre os verdadeiros *Trametes* foi confirmada por dados moleculares (Justo e Hibbett 2011).

Material Examinado: BRASIL, SÃO PAULO, São Paulo, Parque Estadual das Fontes do Ipiranga, Picada R. Brown, 01-II-1960, O. Fidalgo *et al.* s.n. (SP46770); 06-II-1960, J.S. Furtado & O. Fidalgo s.n. (SP46660); 26-II-1960, O. Fidalgo *et al.* s.n. (SP47633); 29-XI-1961, A.R. Salles s.n. (SP62001); Picada Gardner, 1962, A.R. Salles s.n. (SP61505); 15-III-1995, L.K. Okino & A.M. Gugliotta s.n. (SP250928); 08-XII-2006, C.L.C. Redivo & A.M. Gugliotta 11 (SP). Parque Estadual da Serra do Mar, Trilha do poço do pito, 24-V-2020, M. Fernandes MF210, MF213 (SP).

Trametes sanguinea (L.) Lloyd

Mycological Notes 72. :1291, 1924

Basidioma anual, séssil a efuso-reflexo, às vezes com pequeno estipe, único ou em imbricado, dimidiados, finos e aplanados, com até 8,0 x 5,5 x 0,4 cm de dimensões; superfície abhimenial de cor vermelha-alaranjada bastante persistente, mas que desbota para tons de salmão em alguns exemplares velhos; não possui zonações, é finamente aveludado na margem de crescimento, tornando-se glabro nas porções mais antigas; superfície himenial poroide, de cor vermelha intensa, com poros circulares, de 5-6 por mm e com dissepimentos espessos; contexto fibroso, resistente, amarelo-alaranjado fortemente zonado (com zonações concêntricas em tons de amarelo e laranja claro) em alguns basidiomas e até 3,5 mm de espessura; tubos de cor vermelho-alaranjado, com até 2,0 mm de espessura; sistema hifal trimítico, hifas generativas de paredes finas, hialinas e com anças, raramente ramificadas, com 2,5-4,0 µm de diâmetro; hifas esqueléticas de paredes espessas no contexto, hialinas, não septadas, com ramificações pouco frequente e 2,5-6,5 µm de diâmetro; hifas ligadoras não septadas, ramificadas com 2,0-4,5 µm de diâmetro. Elementos estéreis ausentes. **Basídios** clavados, tetra esterigmatos, com 11,0-16,0 x 5,0-6,5 µm. **Basidiósporos** cilíndricos, IKI-, acianófilo 5,0-6,0 x 2,0-2,5 µm. $Lm \times Wm = 5,7 \times 2,2$, $Q = 2,0-3,0$, $Qm = 2,4$, $n = 40$.

Substrato: Madeira morta gêneros de angiospermas, geralmente em áreas abertas e ensolaradas como bordas de florestas e ambientes perturbados.

Comentários: *T. sanguineus* é uma das espécies mais facilmente reconhecíveis em campo devido à sua coloração alaranjada e ao fato de ocorrer com frequência em áreas abertas e antropizadas; filogeneticamente, a espécie mais próxima é *Pycnoporus cinnabarinus* (Jacq.) P. Karst., que possui basidiomas mais espessos com himenóforo cujos poros permanecem com coloração intensa, mas não ocorre no Brasil (Valenzuela 1999; Pompa *et al.* 2011). A classificação de Justo Hibbett (2011), baseada em análises filogenéticas, incluiu o gênero *Pycnoporus* no clado trametoide, e considerou o uso de um único nome genérico, *Trametes*, para este clado. Neste trabalho, os autores resgataram combinações de nomenclatura, como *Trametes sanguinea* (L. Fr) Lloyd, argumentando ser a melhor opção taxonômica e nomenclatural.

Distribuição: possui registros em todas as regiões do Brasil, em áreas de Amazônia, Caatinga, Cerrado, Mata Atlântica, Pantanal (Maia *et al.* 2015). No Estado de São Paulo há registros da espécie nos seguintes municípios: Barretos, Macaúbal, Novo Horizonte, Palestina, Sales, São

João de Iracema, Turmalina, União Paulista, Votuporanga (Gugliotta *et al.* 2012), Bragança Paulista, São Carlos (Abrahão *et al.* 2012), Cananéia (Gugliotta & Bononi 1999), Mogi-Guaçu (Gugliotta 1997, Abrahão *et al.* 2012, 2019), Santo André (Capelari *et al.* 2009, Gugliotta *et al.* 2010), São Luiz do Paraitinga (Pires *et al.* 2017), São José do Rio Preto (Abrahão *et al.* 2009), e São Paulo (Motato-Vásquez *et al.* 2014).

Material examinado: BRASIL, SÃO PAULO, São Paulo, Parque Estadual das Fontes do Ipiranga, Viveiro do I.C.B, s.d., C. Lucchesi s.n. (SP36481); 27-II-1961, R. Salles & P. Francisco s.n. (SP95531); E.S. Beneke s.n. (SP62028); 18-VI-1969, B. Skvortzov s.n. (SP106726); 20-X-1977, S.F.B. Trufem s.n. (SP141910); 05-IX-1980, M. Capelari s.n. (SP157042); 30-VIII-1995, A.M. Gugliotta *et al.* 557 (SP); 23-X-2001, A.M. Gugliotta *et al.* 1134 (SP); 19-XII-2001, U.C. Peixoto (SP307868); 21-VIII-2003, M.D. Trude, (SP307901); 29-IX-2003, A.M. Gugliotta A17/03 (SP); 20- X-2006; C.L.C Redivo *et al.* 01 (SP); 28-VIII-2007, A.M. Gugliotta *et al.* 1247 (SP); 14.I.2022, M. Fernandes MF145, MF152, MF214, MF215 (SP); Parque Estadual da Cantareira, 22- III-.2022, M. Fernandes MF194 (SP); Parque Estadual da Serra do Mar, trilha do poço do pito, 24-V-2022, M. Fernandes MF206, (MF208 (SP); Juquitiba, Instituto Terra Luminous, 9-II-2022, M. Fernandes MF177 (SP); PARANÁ, Foz do Iguaçu, Parque Nacional do Iguaçu, trilha do macuco, 8-V-2022, M. Fernandes MF202 (SP).

Trametes versicolor (L.) Lloyd

Mycological Notes 65:1045, 1921

Basidioma anual, pileado, dimidiado, flabeliforme a circular efuso-reflexo, de consistência coriácea quando fresca, mas mais rígido quando seco; podem ser encontrados solitários a imbricados, fundidos lateralmente no substrato ou formando rosetas, com até 6,0 cm de largura e 8,0 cm de comprimento e 1,0-3,0 mm de espessura; superfície abhimenial convexa, aveludada a tomentosa, sedosa ao toque, fortemente zonado concentricamente com cores muito diferentes que vão desde tons amarelados, acastanhados, acinzentados, avermelhados até enegrecido e, às vezes, também esverdeado por causa de algas aderidas no píleo. Superfície himenial poroide, com poros de cor branca a creme, tornando-se pálido após desidratação; poros circulares a angulares com 3-5 por mm e dissepimentos inteiros e finos; tubos de mesma cor que a superfície himenial com até 1,5 mm de espessura; contexto duplex, com até 4,0 mm de espessura, branco a creme, homogêneo e fibroso, com uma linha negra abaixo da superfície.

Sistema hifal trimítico, com hifas generativas hialinas e de paredes finas, mas que podem se apresentar com paredes espessas, com 2,0-3,5 µm de diâmetro; hifas esqueléticas abundantes em todo o basidioma, de paredes espessas, hialinas a amarelas, com 3,0-8,0 µm de diâmetro; hifas ligadoras hialinas a amarelo pálido, de paredes espessas, ramificadas, com 1,0-3,5 µm de diâmetro; a região do tomento é dominado por hifas esqueléticas, de paredes espessas a sólidas, 7,0-11,0 µm de diâmetro. Elementos estéreis ausentes. **Basidiósporos** cilíndricos, hialinos, lisos, de paredes finas, IKI-, acianófilas, 4,5-6,5 x 1,5-2,5 µm. $Lm \times Wm = 5,7 \times 2,1$, $Q = 2,25-2,6$, $Qm = 2,45$, $n = 40$.

Substratos. Em madeiras de angiospermas.

Distribuição: Distribuição: É espécie de ampla distribuição no Brasil ocorrendo no Cerrado, Mata Atlântica, Pampa e Pantanal.

Comentários: *T. versicolor* apresenta ampla variação de cores em sua forma multizonada da superfície superior do píleo. O basidioma é geralmente fino e circular. Pode ser confundido com *T. membranacea*, *T. neovillosa* e *T. villosa* pelo formato do basidioma e pela superfície superior zonada do píleo mas *T. versicolor* possui uma linha negra no contexto duplex.

Material examinado: BRASIL, RIO GRANDE DO SUL, São Francisco de Paula, FLONA de São Francisco de Paula, 20-IV-2023, M. Fernandes & M.C. Westphalen MF223 (SP).

Trametes villosa (Fr.) Kreisel

Ciencias Biol. Ser.4, no 16:84, 1971.

Basidioma anual, pileado, dimidiado a flabeliforme, mais raramente, efuso-reflexo, flexíveis, com até 6,0 cm de largura, 5,5 de comprimento e até 2,0 mm de espessura próximo a inserção do basidioma ao substrato; superfície abhimenial estrigosa a hirsuta, de branca a marrom pálido, nitidamente zonado com tomento persistente, margem fina, ondulada a lobada; superfície himenial poroide, de cor branca a creme, mas que torna-se acastanhada em basidiomas mais velhos; poros angulares, 1-3 por mm, por vezes ligeiramente alongados e dissepimentos dentados a lacerados; tubos de mesma cor que a superfície himenial, com até 1,5 mm de espessura; contexto branco e fino, com até 1,0mm de espessura. **Sistema hifal** trimítico com hifas generativas com anças, hialinas, de paredes finas, 1,0-2,5µm de espessura; hifas

esqueletais hialinas, de paredes espessas, com 2,0-5,0 µm de diâmetro; hifas ligadoras sinuosas, hialinas, com 1,0-2,5 µm de largura. Elementos estéreis ausentes. **Basídios** clavados, tetra esterigmados, com 10,0-15,0 x 4,0-6,0 µm. **Basidiósporos** cilíndricos, hialinos, IKI-, acianófilo, 5,5-8,5 x 2,5-3,5 µm. $Lm \times Wm = 7,2 \times 3,1$, $Q = 2,2-2,83$. $Qm = 2,6$, $n = 30$.

Substratos: Em troncos e galhos de angiospermas, geralmente em áreas abertas e ambientes perturbados.

Comentários: *Trametes villosa* pode ser reconhecido pelo basidioma fino, com superfície vilosa e poros himenoforais grandes, tubos rasos com dissepimentos denteados, além de grande quantidade de hifas conectivas. Diferencia-se das outras duas espécies de *Trametes* pelo hábito geralmente efuso-reflexo, poros grandes (2–4 por mm) e basidioma mais fino, com até 2,5 mm de espessura.

Distribuição: Trata-se de uma espécie de ampla distribuição no Brasil ocorrendo na Amazônia, Caatinga, Cerrado, Mata Atlântica, Pampa e Pantanal. No Estado de São Paulo há registros da espécie nos seguintes municípios: Bragança Paulista, São Carlos (Abrahão *et al.* 2012), Cananéia (Gugliotta & Bononi 1999), Mogi-Guaçu (Gugliotta 1997; Abrahão *et al.* 2012; 2019), Sales, Votuporanga (Gugliotta *et al.* 2012), Santo André (Capelari *et al.* 2009; Gugliotta *et al.* 2010), São Luiz do Paraitinga (Pires *et al.* 2017) e São Paulo (Gugliotta *et al.* 2010; Motato-Vásquez *et al.* 2014).

Material Examinado: BRASIL, SÃO PAULO, São Paulo, Parque Estadual das Fontes do Ipiranga, s.d., V.L. Penteado s.n. (SP141886); Picada Faquini, 1960, E.F. Campos s.n. (SP193682); 01-I-1960, N. Pires s.n. (SP48270); Picada Gardner, 20-VI- 1960, E.J. Campos & J.R.P. Castro s.n. (SP50331); 20-VII-1960, E.F. Campos s.n. (SP50742); 26-VI-1960, M.E.P.K. Fidalgo & E.F. Campos s.n. (SP50977); 04-VIII-1960, J.S. Furtado s.n. (SP50814); 22-VI-1961, E.S. Beneke (SP60963); 11-XI-1961, A.R. Salles s.n. (SP61475); Picada Loefgreen, 28-IX-1962, A.R. Sales (SP95927); 06-X-1966, H. Reguejo s.n. (SP97578); 31-VIII-1970, B. Skvortzov s.n. (SP109170, SP109173); 12-X-1970, B. Skvortzov s.n. (SP109157); 07-XI-1997, A.M. Gugliotta *et al.* 1028 (SP); 08-XII-2006, C.L.C Redivo & A.M. Gugliotta 010 (SP); 18-XII-2006, C.L.C Redivo 012 (SP); 28-VIII-2007, A.M. Gugliotta & L.J. Gimenes 1250, 1251 (SP).

AGRADECIMENTOS

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES), pela Bolsa de Doutorado concedida à primeira Autora; e à Fundação de Amparo à Ciência e Tecnologia do Estado de São Paulo (FAPESP), pelo apoio financeiro (processo 2017/50341-0).

REFERÊNCIAS

- Abrahão MC, Gugliotta AM, Gomes E (2009) Poliporoides (Basidiomycota) em fragmentos de mata no perímetro urbano de São José do Rio Preto, São Paulo, Brasil. *Brazilian Journal of Botany* 32(3): 427-440.
- Abrahão, MC, Gugliotta, AM & Bononi, VLR. (2012) Xylophilous Agaricomycetes (Basidiomycota) of the Brazilian Cerrado. *Check List* 8(5): 1102-1116.
- Abrahão, MC, Pires, RM, Gugliotta, AM, Gomes, EPC & Bononi, VLR. (2019) Wood-decay fungi (Agaricomycetes, Basidiomycota) in three physiognomies in the savannah region in Brazil. *Hoehnea* 46 (1): 1-11.
- Arroyo-Figueroa, G, Ruiz-Aguilar, GM, López-Martínez, L, González-Sánchez, G, Cuevas-Rodríguez, G & Rodríguez-Vázquez, R. (2011). Treatment of a textile effluent from dyeing with cochineal extracts using *Trametes versicolor* fungus. *The Scientific World Journal* 11: 1005-1016.
- Bernicchia A, Padovan F (1990) Polyporaceae s.l. in Italia. Istituto di patologia vegetale.
- Bononi, VLR. 1984. Basidiomicetos do cerrado da reserva Biológica de Moji-Guaçu. *Rickia* 11: 1-25.
- Binder M, Hibbett DS, Larsson K-H, Larsson E, Langer, E (2005) The phylogenetic distribution of resupinate forms in the homobasidiomycetes. *Syst. Biodivers.* 3: 113–157.
- Capelari M, Milhorange C, de Araújo S (2009) Desmantelamento da Política Ambiental Brasileira. Universidade de Brasília.
- Corner EJH (1989) Ad Polyporaceas VI: The genus *Trametes*. *Beihefte. Nova Hedwigia* 97: 197
- Donk MA (1969) On the Typification of *Hexagonia* Pollini Per Fr. *Taxon* 18(6): 663-666
- Drechsler-Santos ER, Groposo C, Loguercio-Leite C. (2008) Additions to the knowledge of lignocellulolytic basidiomycetes in forests from Santa Catarina, Southern Brazil. *Mycotaxon* 103:197- 200.

Elkhateeb W, Daba G, Elnahas M, Thomas P (2020) *Fomes fomentarius* and *Polyporus squamosus* Models of Marvel Medicinal Mushrooms. 10.31021/brr.20203119.

Fernandes M, Gugliotta AM. (2023) *Trametes neovillosa* (Polyporaceae), a new name for the later homonym *Trametes pavonia* (Hook.) Ryvarden. Phytotaxa 591 (1): 80-82.

Ferreira-Silva RM, Mendonça CR, Azevedo VD, Memon AR, Silva-Noll PRE, Noll M (2022) Barriers to high school and university students' physical activity: A systematic review. PLOS ONE.

Fidalgo MEPK (1968a) Typification of the genus *Hexagona*. Taxon 17: 37-43

Fidalgo MEPK (1968b) The genus *Hexagona*. Memoirs of the New York Botanical Garden 17(2): 35- 108.

Fidalgo O, Fidalgo MEPK (1957) Revisão de Fungi São Paulensis. Arquivos do Museu Nacional 43: 157-188.

Fries E. (1821) Systema mycologicum. Vol.I.

Fries E. (1835) Corpus Florarum provincialium Sueciae I. Floram Scanicam, 349 p.

Fries EM (1838) Epicrisis systematis mycologicis et synopsis Hymenomycetum Uppsala & Lund

Gams W (1993) Report of the Committee for Fungi and Lichens:3 . – Taxon 4 (2): 112-118

Gardes M, Bruns TD (1993) ITS primers with enhanced specificity for basidiomycetes application to the identification of mycorrhizae and rusts. Molec. Ecol. 2: 113–118

Gibertoni TB, Cavalcanti MAQ (2003) New records of Aphyllophorales (Basidiomycota) from the Atlantic Rainforest in northeastern Brazil. Acta Botanica Brasílica.

Gibertoni TB, Santos PJP, Lira CM, Santiago ALCMA, Maia LC (2004b) New records of Aphyllophorales (Basidiomycota) from the Atlantic Rainforest in northeastern Brazil. Acta Botanica Brasílica.

Gibertoni TB, Santos PJP, Cavalcanti MAQ (2007) Ecological aspects of Aphyllophorales in the Atlantic rainforest in northeast Brazil. Fungal Diversity 25: 49-67.

Gilbertson RL, Ryvarden L. (1986) North American polypores. *Abortiporus – Lindtneria*. Oslo, Fungiflora, v.1, 433pp.

Gilbertson RL, Ryvarden L. (1987) North American polypores. *Megasporoporia – Wrightoporia*. Oslo, Fungiflora, v.2, 433-885pp.

Góes-Neto A (1999) DNA extraction from frozen field-collected and dehydrated herbarium fungal basidiomata: Performance of SDS and CTAB-based methods. Biotemas.

Góes-Neto A (2007) Taxonomic study of Hymenochaetaceae species (Agaricomycetes, Basidiomycota) in the municipalities of Tomé-Açu and Bujaru, Pará, Brazil. Anais da Academia Brasileira de Ciências.

Gomes-Silva AC, Ryvarden L, Gibertoni TB. (2010) Notes on *Trametes* from the Brazilian Amazonia. Mycotaxon 113: 61-71.

Groposo C, Loguercio-Leite C. (2002) Fungos poliporóides (Basidiomycetes) da Reserva Biológica Tancredo Neves, Cachoeirinha, Rio Grande do Sul, Brasil. Iheringia, Série Botânica 57: 39-59.

Groposo C, Loguercio-Leite C (2005) Espécies de *Ganoderma* Karsten em uma Área Subtropical (Santa Catarina, Brasil). Iheringia, Série Botânica 60(2): 135-139.

Gugliotta, AM & Bononi, VRL. (1999) Polyporaceae do Parque Estadual da Ilha do Cardoso, São Paulo, Brasil. Boletim do Instituto de Botânica 12: 1-112.

Gugliotta, AM, Fonsêca, MP & Bononi, VLR. (2010) Additions to the knowledge of aphyllorphoroid fungi (Basidiomycota) of Atlantic Rain Forest in São Paulo State, Brazil. Mycotaxon 112: 335-338.

Gugliotta, A.M, Silveira, R.M.B, Bononi, V.L.R (2012) New records of Agaricomycetes (Basidiomycota) from Santa Catarina, Brazil. Acta Botanica Brasílica.

Gugliotta, A.M, Silveira, R.M.B, Bononi, V.L.R (2013) Diversity of lignicolous Agaricomycetes (Basidiomycota) in São Marcelo Forest Park, Mogi-Guaçu, São Paulo. Hoehnea.

Hibbett, DS & Donoghue, MJ. (2001) Analysis of correlations among wood decay mechanisms, mating systems, and substrate ranges in homobasidiomycetes. Systematic Biology 50: 215-242.

Hibbett, D.S, Donoghue, M.J (1995) Progress toward a phylogenetic classification of the Polyporaceae through parsimony analysis of mitochondrial ribosomal DNA sequences. Mycologia 87(5): 618-638.

Jülich, W (1984) Notes on *Subulicystidium longisporum* (Pat.) Parm. International Journal of Mycology and Lichenology 1(3): 281-282.

Justo A, Hibbett DS (2011) Phylogenetic classification of *Trametes* (Basidiomycota, Polyporales) based on a five-marker dataset. Taxon 60(6): 1567-1583

Justo, A, Miettinen O, Floudas D, Ortiz-Santana B, Sjökvist E, Lindner D, Nakasone K, Niemelä T, Larsson KH, Ryvarden L & Hibbett, DS (2017). A revised family-level classification of the Polyporales (Basidiomycota). Fungal Biology 121: 798–824.

Kearse M (2012) Geneious Basic: An Integrated and Extendable Desktop Software Platform for the Organization and Analysis of Sequence Data. Bioinformatics, 28, 1647-1649. <https://doi.org/10.1093/bioinformatics/bts199>

Kirk PM, Cannon PF, David JC, Stalpers JA (2008) Ainsworth and Bisby's Dictionary of the fungi. 9th Edition, CABI Publishing. 655pp.

- Ko KS, Jung HS (1999a) Molecular phylogeny of *Trametes* and related genera. *Antonie van Leeuwenhoek* 75:191–199
- Larsson KH, Fialho G, Reolon R (2004) Cryptococcosis: A bibliographic review. *Acta Scientiarum Animal Health and Bioscience*.
- Larsson, KH, Parmasto, E, Fischer, M, Langer, E, Nakasone, KK, Redhead, SA. (2006). Hymenochaetales: a molecular phylogeny for the hymenochaetoid clade. *Mycologia* 98(6):926-936.
- Lee SM, Lim N (2010) Individual and work-related factors influencing burnout of mental health professionals: A meta-analysis. *Journal of Employment Counseling* 47(2): 86-96.
- Lloyd CG (1910) Synopsis of the genus *Hexagona*. *Mycol Writ* 3: 1-46.
- Loguercio-Leite C. (1993) Polyporaceae II: *Trametes* Fr. Na Ilha de Santa Catarina, SC, Brasil. *Insula* 22: 3-20.
- Loguercio-Leite C (2000) Poroid Hymenochaetales in a seasonal tropical forest fragment in the State of Bahia, Brazil: taxonomy and qualitative ecological aspects. *Acta Botanica Brasília*.
- Loguercio-Leite C, Wright JE. (1991) Contribution to a Biogeographical study of the austro-american xylophilous polypores (Aphylllophorales) from Santa Catarina Island, SC., Brazil. *Mycotaxon* 41: 161- 166
- Machado KMG, Compart LCA, Morais RO, Rosa LH & Santos, MH (2006). Biodegradation of reactive textile dyes by basidiomycetous fungi from Brazilian ecosystems. *Brazilian Journal of Microbiology* 37: 481-487.
- Maia L, Carvalho-Junior A, Andrade L, Gugliotta A, & Drechsler-Santos ER, Santiago A, Cáceres M, Gibertoni T, Aptroot A, Giachini A, Soares A, Gomes-Silva A, Magnago A, Tomio-Goto B, Lira C, Salvador-Montoya C, Zottarelli C, Silva DK, Soares D, Silva V (2015). Diversity of Brazilian Fungi. *Rodriguesia* 66: 1-13.
- Matheny PB, Wang, Z, Binder M, Curtis JM, Lim YW, Nilsson HR, Hughes KW, Hofstetter V, Ammirati JF, Schoch C, Langer E, Langer G, McLaughlin DJ, Wilson AW, Frøslev TG, Ge ZW, Yang ZL, Baroni TJ, Fischer M, Hosaka K, Matsuura K, Seidl MT, Vauras J, Hibbett DS (2007) Contributions of *rpb2* and *tef1* to the phylogeny of mushrooms and allies (Basidiomycota, Fungi) *Molec Phylogenet Evol* 43: 430–451
- Meijer AAR (2006) Preliminary list of the macromycetes from the Brazilian State of Paraná. *Boletim do Museu Botânico Municipal de Curitiba* 68: 1-59.
- Miettinen O, Vlasák J, Rivoire B, Spirin V (2018) *Postia caesia* complex (Polyporales, Basidiomycota) in temperate Northern Hemisphere. 1 (1), 101-129.
- Motato-Vásquez M, Silveira R, Gugliotta AM (2014) Poroid Hymenochaetaceae (Basidiomycota) from Parque Estadual da Serra do Mar, Núcleo Santa Virgínia, São Paulo, Brazil. *Rodriguesia*.

Motato-Vásquez V, Pires RM, Gugliotta AM (2015) Polypores from an Atlantic rainforest area in southeast Brazil: pileate species. *Revista Brasileira de Botânica* 38(1): 149-164.

Motato-Vásquez V, Grassi E, Gugliotta AM, Robledo GL (2018) Evolutionary relationships of *Bresadolina* (Basidiomycota, Polyporales) based on molecular and morphological evidence. *Mycological Progress* 17(9): 1031-1048.

Murrill WA (1904) *Bull. Torrey Bot. Club* 31(11). Palisot de Beauvois AMFJ (1805). *Flora d'Oware et de Bénin en Afrique* 1(1) :1-7

Núñez M, Ryvarden L (2001) East Asian polypores. Oslo: *Synopsis Fungorum* 13(1): 1–168.

Olou BA, Krah FS, Piepenbring M, Yorou NS, Langer E (2020) Diversity of *Trametes* (Polyporales, Basidiomycota) in tropical Benin and description of new species *Trametes parvispora*. *MycoKeys* 65: 25-47.

Overholts LO (1953) *The Polyporaceae of the United States, Alaska and Canada*. London, Oxford University Press, 465pp.

Palacio M, Borges Da Silveira RM, Robledo G.L (2019) *Neofavolus subpurpurascens* comb. nov., with new records from the Neotropics. *Phytotaxa* (405) 4: 6.

Patouillard N (1900) *Essai taxonomique sur les familles et les genres des Hymenomycetes*. 184pp.

Pires RM, Motato-Vásquez V, Westphalen MC, Gugliotta AM (2017) Polyporales and related poroid genera (Basidiomycota) from Parque Estadual da Serra do Mar, São Paulo, Brazil. *Hoehnea* 44(1): 145-157.

Pollini C (1816). *Horti et Provinciae Veronensis Plantae Novae vel minus cognitae*. Gior. Fisica Chim. Ed Storio Nat. Med. Ed Arti Pavia. 9: 1-39.

Pompa, A, Aguirre, E, Encalada, AV, de Anda, A, Cifuentes, J, Valenzuela, R (2011) Los macromicetos del Jardín Botánico de ECOSUR “Dr Alfredo Barrera Marín” Puerto Morelos Quintana Roo CONABIO.

Quélet L (1886) *Enchiridion Fungorum in Europa media et praesertim in Gallia Vigentium*. Paris: 1-352.

Rajchenberg M (2011) Nuclear behavior of the mycelium and the phylogeny of polypores (Basidiomycota). *Mycologia* 103 (4):677–702

Rajchenberg M, Meijer AAR. (1990) New and noteworthy polypores from Paraná and São Paulo States, Brazil. *Mycotaxon* 38: 173–185.

Rambaut, A. (2010) FigTree v1.3.1: Tree Figure Drawing Tool. Institute of Evolutionary Biology, University of Edinburgh. Disponível em: <http://tree.bio.ed.ac.uk/software/figtree/>.

Rambaut A, Drummond AJ (2007) Tracer v1.4, Available from <http://beast.bio.ed.ac.uk/Tracer>

- Reck MA, Silveira, RMB (2008) Ordem Polyporales (Basidiomycota) no Parque Estadual de Itapuã, Viamão, Rio Grande do Sul. *Revista Brasileira de Biociências*, 6: 301-314.
- Rick J. (1960) Basidiomycetes Eubasidii in Rio Grande do Sul – Brasília 4. Meruliaceae, Polyporaceae e Boletaceae. *Iheringia Série Botânica* 7: 193-295.
- Ronquist F, Huelsenbeck JP (2003) MrBayes 3: Bayesian phylogenetic inference under mixed models. *Bioinformatics* 19(12): 1572-1574.
- Ronquist F, Klopstein S, Vilhelmsen L, Schulmeister S, Murray DL, Rasnitsyn AP (2012) A total-evidence approach to dating with fossils, applied to the early radiation of the Hymenoptera. *Systematic Biology* 61(6): 973-999.
- Ryvarden L (1991). Genera of Polypores: Nomenclature and taxonomy. *Synopsis Fungorum* 5: 1-363.
- Ryvarden L (2004) Neotropical Polypores: Introduction, Ganodermataceae, & Hymenochaetaceae. Part 1. Oslo: Fungiflora. 299 pp.
- Ryvarden L (2015a) Studies in Neotropical polypores 39. *Trametes alba* nova species. *Synopsis Fungorum* 33: 32-35.
- Ryvarden L. (2015b). Neotropical polypores part 2. Polyporaceae, *Abortiporus-Nigroporus*. *Synopsis Fungorum* 34: 231-443.
- Ryvarden L (2016) Neotropical polypores part 3. Polyporaceae, *Obba-Wrightoporia*. *Synopsis Fungorum* 34: 444-613.
- Ryvarden L, Meijer AH (2002) *Coltricia* and *Hymenochaete* (Hymenochaetaceae) from the Amazonia and the Atlantic Forest, Brazil: One new combination and new records. *Journal of the Torrey Botanical Society*.
- Silveira RMB, Guerrero RT. (1991) Aphyllophorales poliporóides (Basidiomycetes) do Parque Nacional de Aparados da Serra, RS. *Boletim do Instituto de Biociências* 48: 1-147.
- Simmons AT, Gurr GM (2004) Trichomes of *Lycopersicon* species and their hybrids: effects on pests and natural enemies. *Journal of Applied Ecology*.
- Teixeira AR (1995) Método para estudo das hifas do basidiocarpo de fungos poliporáceos. São Paulo, Instituto de Botânica, Manual no6. 20pp.
- Tomšovský M (2008) Molecular phylogeny and taxonomic position of *Trametes cervina* and description of a new genus *Trametopsis*. *Czech mycol.* 60(1): 1–11.
- Tomšovský M, Kolaří M, Pažoutová S, Homolka L (2006) Molecular phylogeny of European *Trametes* (Basidiomycetes, Polyporales) species based on LSU and ITS (nrDNA) sequences. *Nova Hedwigia* 82: 269–280
- Valenzuela, GR (1999) Las familias Polyporaceae sensu stricto y Albatrellaceae en México. Instituto Politécnico Nacional. Escuela Nacional de Ciencias Biológicas. Informe final SNIB-CONABIO. México, D.F.

Vitali, VMV Ballaminut, N & Matheus DR (2018) Decolorization of CI Reactive Blue 222 by immobilized basidiomycetes in response to different carbon and nitrogen inputs. *Hoehnea* 45: 352-360.

Ueitele ISE, Chimwamurombe PM & Kadhila NP (2018) Molecular phylogeny of *Trametes* and related genera from Northern Namibia. *Jordan Journal of Biological Sciences* 11(1): 99-105.

Welti S, Moreau PA, Favel A, Courtecuisse R, Haon M, Navarro D, Taussac S, Lesage-Meessen L (2012). Molecular phylogeny of *Trametes* and related genera, and description of a new genus *Leiotrametes*. *Fungal Diversity* 52: 1-18

Westphalen MC & Silveira RMB (2013) Pileate polypores from *Araucaria* forests in southern Brazil. *Hoehnea*, 40 (1): 77-86, 2013.

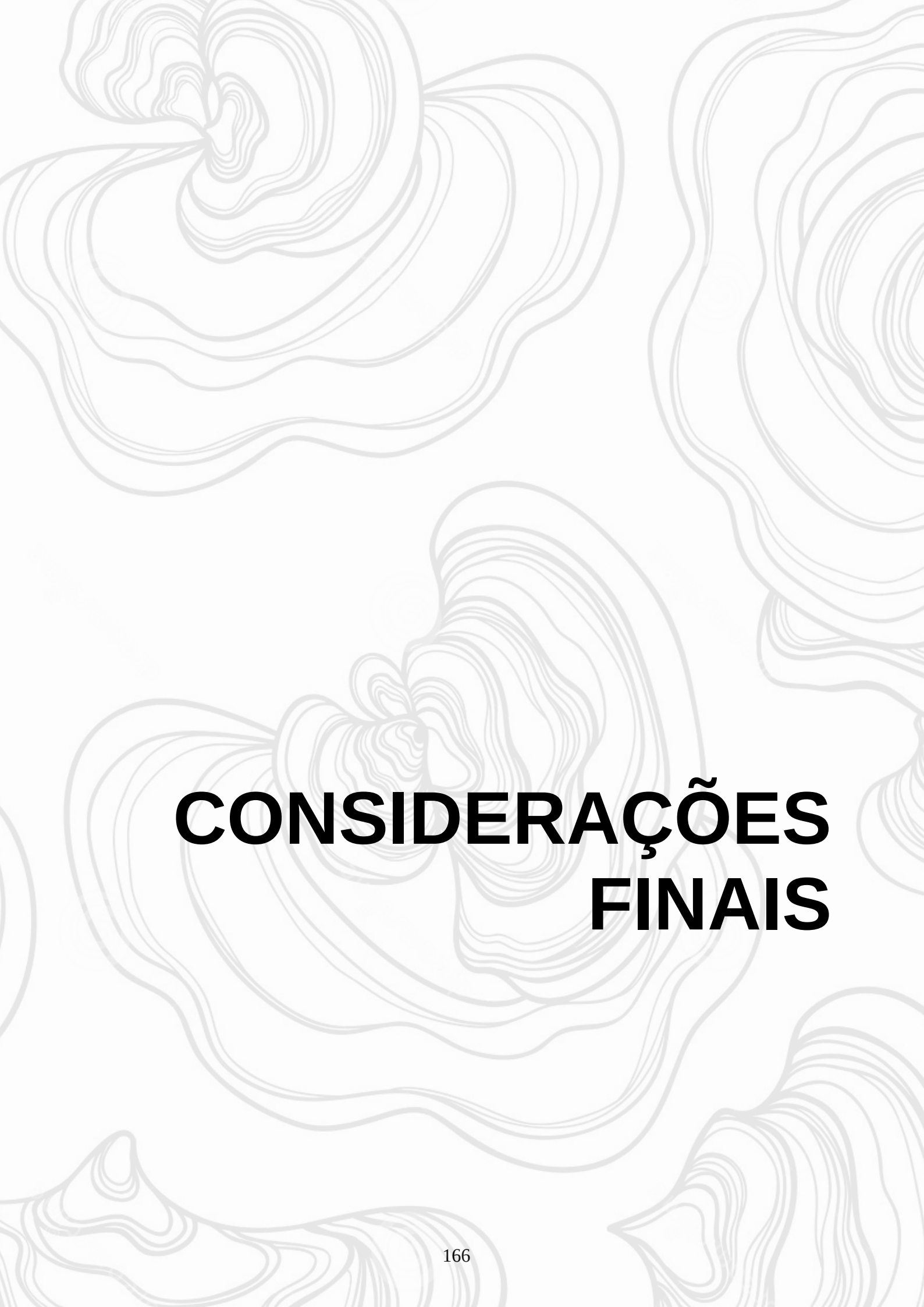
Westphalen MC, Motato-Vásquez V, Tomšovský M, Gugliotta A.M (2021) Additions to the knowledge of hydroid Steccherinaceae: Cabalodontia, Etheiroduon, Metuloidea, and Steccherinum *Mycologia* 113(4): 791-806.

White TJ, Bruns T, Lee S, Taylor J (1990) Amplification and direct sequencing of fungal ribosomal RNA genes for phylogenetics. In: Innis MA et al (eds) *PCR Protocols: a guide to methods and applications*. Academic, San Diego, pp 315–322

Yamanaka R, Soares F.C, Matheus D.R, Machado KMG (2008) Enzimas ligninolíticas produzidas por *Trametes villosa* ccb176 em diferentes condições de cultivo. *Brazilian Journal of Microbiology* 39(1): 78-84.

Zmitrovich, IV. (2018) *Conspectus systematis Polyporacearum v. 1.0*. *Folia Cryptogamica Petropolitana* 6: 3-145.

Zmitrovich IV, Ezhov ON, Wasser SP (2012) A Survey of species of genus *Trametes* Fr. (Higher Basidiomycetes) with estimation of their medicinal source potential. *International Journal of Medicinal Mushrooms* 14(3): 307-319



CONSIDERAÇÕES FINAIS

5. CONSIDERAÇÕES FINAIS

O presente estudo pode ser dividido em duas partes:

A primeira, relativa aos estudos de *filogenia molecular* de políporos trametoides, que analisou sequências de espécies brasileiras, oriundas da Mata Atlântica da região sul e sudeste do Brasil em associação com outras sequências de espécies do grupo provenientes de várias partes do globo disponíveis nos bancos de dados. Nas análises filogenéticas foram incluídas 34 espécimens, sendo que 158 novas sequências foram geradas. Como resultados destes estudos foram redigidos três artigos científicos, dois deles já publicados e um terceiro elaborado com a pretensão de ser submetido a revista *Mycotaxon*.

A espécie tipo do até então gênero *Coriolopsis*, *C. polyzona*, *Lenzites* e *Pycnoporus*, tradicionalmente aceitos e classificados separadamente de *Trametes*, devem ser considerados agora na sua sinonímia, já que as análises moleculares mostram que filogeneticamente estes táxons se colocam entre as espécies de desse grupo.

Além disso, é preciso compreender a real posição das demais espécies que pertenciam ao gênero *Coriolopsis* que não estão incluídas no clado principal de *Trametes*. Algumas delas podem ser combinadas em *Funalia* outras, entretanto, necessitam ser realocadas em algum gênero aceito. O real *status* de gêneros como *Earliella* e *Datronia* dentro do clado poliporóide ainda precisa ser melhor explorado tanto com marcadores morfológicos, que delimitem melhor estes gêneros, como com marcadores moleculares que possibilitem o arranjo bem suportado dos clados em que esses táxons são abarcados.

As espécies de *Hexagonia*, por sua vez, estão distribuídas nos clados *Hexagonia* s.s., no possível clado *Apoxona* e ainda o arranjo dos táxons permitiu a combinação da H. papyraceae em um novo gênero - *Eneydaea papyrace*

A segunda, relativa ao levantamento taxonômico das espécies de políporos trametoides na região sudeste e sul do Brasil, suas descrições e dados de

distribuição. Foram identificadas 19 espécies que foram classificadas em sete gêneros distintos. O gênero *Trametes* foi o mais numeroso, com 11 espécies; as espécies mais comumente encontradas foram *T. sanguinea*, *T. versicolor* e *T. villosa*. Todas elas geralmente encontradas em bordas de mata, clareiras e outros ambientes alterados. As espécies mais raras foram *Earliella scabrosa* e *Hexagonia hydroides*.

Dois artigos científicos foram redigidos e publicados e um terceiro, com morfologia e filogenia de táxons encontrados na região sul e sudeste foi redigido, de acordo com as normas da revista Mycotaxon, incluindo a proposição de uma nova combinação de gênero. Os resultados obtidos neste trabalho representam uma importante contribuição para o conhecimento dos políporos trametoides e mostram que a união de características morfológicas com dados filogenéticos podem auxiliar em uma melhor delimitação para grupos de difícil identificação. É importante valorizar trabalhos taxonômicos com estudos e chaves de materiais neotropicais e brasileiros o que implica a importância de se realizar análises minuciosas das estruturas morfológicas presentes nas diversas partes dos basidiomas, fornecendo descrições macro e micromorfológicas detalhadas, e de se propor novas circunscrições para os gêneros e espécies deste e outros grupos de políporos.



REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Abrahão, M. C.; Gugliotta, A. M.; Gomes, E. 2009. Poliporoides (Basidiomycota) em fragmentos de mata no perímetro urbano de São José do Rio Preto, São Paulo, Brasil. *Brazilian Journal of Botany*, v. 32, n. 3, p. 427-440.

Abrahão, M. C.; Gugliotta, A. M.; Bononi, V. L. R. 2012. Xylophilous Agaricomycetes (Basidiomycota) of the Brazilian Cerrado. *Check List*, v. 8, n. 5, p. 1102-1116.

Aime, M.C., Matheny, P.B., Henk, D.A., Frieders, E.M., Nilsson, R.H., Piepenbring, M., McLaughlin, D.J., Szabo, L.J., Begerow, D., Sampaio, J.P., Bauer, R., Weiss, M., Oberwinkler, F. & Hibbett, D.S. 2007. An overview of the higher-level classification of Pucciniomycotina based on combined analyses of nuclear large and small subunit rDNA sequences. *Mycologia* 98: 896–905.

Alexopoulos, C.J., Mims, C.W. 1979. *Introductory mycology*. 3. ed. New York, John Wiley, 632pp.

Antonie van Leeuwenhoek. 1999. Molecular phylogeny of *Trametes* and related genera based on mitochondrial small subunit ribosomal DNA sequences. *Antonie van Leeuwenhoek*, 75(3), 191-199.

Arroyo-Figueroa, Gabriela; Ruiz-Aguilar, Graciela; López-Martínez, Leticia; Gonzalez, Guillermo; Cuevas, German; Rodriguez Vazquez, Refugio. 2011. Treatment of a Textile Effluent from Dyeing with Cochineal Extracts Using *Trametes versicolor* Fungus. *TheScientificWorldJournal*, 11, 1005-16. 10.1100/tsw.2011.99.,

Baltazar, J.M.; Gibertoni, T.B. 2009. A checklist of the aphylloroid fungi (Basidiomycota) recorded from the Brazilian Atlantic Forest. *Mycotaxon*, 109: 439-442.

Baltazar, J.M.; Trierveiler-Pereira, L.; Loguercio-Leite, C.; Ryvarden, L. 2009. Santa Catarina Island mangroves 3: a new species of *Fuscoporia*. *Mycologia* 101(6): 859-863.

- Bauer, R., Begerow, D., Sampaio, J.P., Weib, M. & Oberwinkler, F.** 2006. The simple-septate basidiomycetes: a synopsis. *Mycological Progress* 5:41–66.
- Begerow, D., Schäfer, A.M., Kellner, R., Yurkov, A., Kemler, M., Oberwinkler, F. & Bauer, R.** 2014. Ustilaginomycotina. In: McLaughlin, D.J. & Spatafora, J.W. (eds). *The Mycota VII Part A. Systematics and evolution*, 2nd edn. Springer, Berlin, 295–330 pp.
- Begon, M.; Townsend, C. R.; Harper, J. L.** 2006. *Ecology: From Individuals to Ecosystems*. Blackwell Publishing.
- Berbee, M.L. & Taylor, J.W.** 2010. Dating the molecular clock in fungi— how close are we? *Fungal Biology Review* 24: 1–16.
- Bernicchia, A.** 2005. Polyporaceae s.l. *Fungi Europaei*.
- Binder, M., Hibbett, D.S., Larsson, K.-H., Larsson, E., Langer, E. & Langer, G.** 2005. The phylogenetic distribution of resupinate forms across the major clades of mushroom-forming fungi (Homobasidiomycetes). *Systematics and Biodiversity* 3(2): 113–157.
- Binder, M., Justo, A., Riley, R., Salamov, A., López-Giráldez, F., Sjökvist, E., Copeland, A., Foster, B., Sun, H., Larsson, E., Larsson, K.-H., Townsend, J., Grigoriev, I.V. & Hibbett, D.S.** 2013. Phylogenetic and phylogenomic overview of the Polyporales. *Mycologia* 105: 1350– 1373. <http://dx.doi.org/10.3852/13-003>
- Blackwell M.** 2011. The Fungi: 1, 2, 3...5.1 million species? *American Journal of Botany* 98 (3): 426–438.
- Boddy, L.; Frankland, J. C.; West, P.** 2008. *Ecology of Saprotrophic Basidiomycetes*. Elsevier, Amsterdam.
- Bononi, v. I.** 1984. Basidiomicetos do Parque Estadual da Ilha do Cardoso: IV. Adições às famílias Hymenochaetaceae, Stereaceae e Thelephoraceae. *Rickia*. São Paulo, v. 11, p. 43-52.
- Borba-Silva, M.A.; Ferreira-Lopes, V.; Drechsler-Santos, E.R.** 2013. New records of *Flaviporus hydrophilus* and *Phellinus portoricensis* (Fungi: Polypores). *Check List*, 9: 815-817.

- Borderes, J., Costa, A., Guedes, A., & Tavares, L. B. B.** 2011. Antioxidant Activity of the Extracts from *Pycnoporus sanguineus* Mycelium. *Brazilian Archives of Biology and Technology*, 54(6). <https://doi.org/10.1590/S1516-89132011000600012>
- Cannon, P. F.; Kirk, P. M.** 2007. *Fungal Families of the World*. CABI Publishing.
- Carlson, D. S.; Hunter, E. M.; Ferguson, M.; Whitten, D.** 2014. Work–family enrichment and satisfaction: Mediating processes and relative impact of originating and receiving domains. *Journal of Management*, 40(3), 845-865.
- Chang, Y., Wang, S., Sekimoto, S., Aerts, A.L., Choi, C., Clum, A., LaButti, K.M., Lindquist, E.A., Yee, N.C., Ohm, R.A., Salamov, A.A., Grigoriev, I.V., Spatafora, J.W. & Berbee, M.L.** 2015. Phylogenomic analyses indicate that early fungi evolved digesting cell walls of algal ancestors of land plants. *Genome Biology and Evolution* 7: 1590–1601. <http://dx.doi.org/10.1093/gbe/evv090>
- Coelho G. A.** 2005. Brazilian new species of Auriporia. *Mycologia* 97: 266-270.
- Corner E.J.H.** 1932. A Fomes with two system of hyphae. *Transactions of the British Mycological Society*. 17: 51-81.
- Corner E.J.H.** 1989. Ad Polyporaceas VI. *Beiheft Nova Hedwigia* 97: 1-197.
- Courtecuisse R.** 2001. Current trends and perspectives for the global conservation of fungi. Pp. 7–18. In: Moore D, Nauta MM, Evans SE, Rotheroe M (eds). *Fungal Conservation: Issues and Solutions*. Cambridge: Cambridge University Press.
- Czarnecki, R.; Grzybek, J.** 1995. Antiinflammatory and vasoprotective activities of polysaccharides isolated from fruiting bodies of higher fungi. P.I. polysaccharides from *Trametes gibbosa* (Pers.:Fr.) Fr. (Polyporaceae). *Phytother Res*, 9: 123-7.
- Dai, Y. C.** 2011. A revised checklist of corticioid and hydroid fungi in China for 2010. *Mycoscience*, 52: 69–79. <https://doi.org/10.1007/S10267-010-0068-1>.
- Dai, Y. C.; Zhou, L. W.; Steffen, K.** 2011. Wood-decaying fungi in eastern Himalayas 1: polypores from Zixishan Nature Reserve, Yunnan province, China. *Mycosystema*, 30: 674–679.
- Dai, Y.-C., Cui, B.-K., Si, J., He, S.-H., Hyde, K.D., Yuan H.-S., Liu, X.-Y. & Zhou, L.W.** 2015. Dynamics of the worldwide number of fungi with emphasis on fungal

diversity in China. *Mycological Progress* 14: 62. <http://dx.doi.org/10.1007/s11557-015-1084-5>

Darriba D, Taboada GL, Doallo R, Posada D. 2012. jModelTest 2: more models, new heuristics and parallel computing. *Nat. Methods* 9(8): 772–772. doi:10.1038/nmeth.2109

Dinerstein, E.; Olson, D. M.; Dasmann, R.; Wikramanayake, E. D.; Burgess, N. D.; Powell, G. V. N.; Underwood, E. C.; D'Amico, J. A.; Itoua, I.; Strand, H. E.; Morrison, J. C.; Loucks, C. J.; Shugart, H. H.; Hedao, P.; Kassem, K. R. 1995. Terrestrial Ecoregions of the World: A New Map of Life on Earth. *BioScience*, 51(11), 933-938.

Donk, M.A. 1958. The generic names proposed for hymenomycetes IX. “Meruliaceae” and *Cantharellus* s.str. *Fungus* 28: 7–15.

Donk, M.A. 1964. A conspectus of the families of Aphyllophorales. *Persoonia – Molecular Phylogeny and Evolution of Fungi* 3(2): 199–324.

Doyle, J.J. & Doyle, J.L. 1987. A rapid DNA isolation procedure for small quantities of fresh leaf tissue. *Phytochemistry Bulletin* 19: 11–15.

Drechsler-Santos, E. R.; Groposo, C.; Loguercio-Leite, C. 2008. Additions to the knowledge of lignocellulolytic basidiomycetes in forests from Santa Catarina, Southern Brazil. *Mycotaxon*, 103: 197-200.

Eliasaro, S, Ludwig, T.V. 2001. Aula Prática 1: Basidiomycota – morfologia e identificação. Setor de Ciências Biológicas – Departamento de Botânica - UFPR - . Disciplina: Biologia de vírus, procariotas e fungos (BIO 009). Acesso: <https://docs.ufpr.br/~microgeral/Bio009fungosRoteiros22011.pdf>

Elkhateeb, W.; Daba, G.; Elnahas, M.; Thomas, P. 2020. *Fomes fomentarius* and *Polyporus squamosus* Models of Marvel Medicinal Mushrooms. 10.31021/brr.20203119.

Esposito, E.; Azevedo, J.L. 2010. Fungos: uma introdução à biologia, bioquímica e biotecnologia. EDUCS, 2010. 2. ed. rev. e ampl.

Ewing, B., Green, P. 1998. Base-calling of automated sequencer traces using phred. II. Error probabilities. *Genome Res*, 8(3): 186-94. PMID: 9521922.

Ewing, Brent; Hillier, LaDeana; Wendl, Michael; Green, Phil 1998. Base-Calling of Automated Sequencer Traces Using Phred. I. Accuracy Assessment. *Genome research*, 8: 175-85. 10.1101/gr.8.3.175.

Fernandes, M.; Gugliotta, A. M. 2023. *Trametes neovillosa* (Polyporaceae), a new name for the later homonym *Trametes pavonia* (Hook.) Ryvarden. *Phytotaxa*, 591(1): 80-82.

Ferreira-Silva, R. M.; Mendonça, C. R.; Azevedo, V. D.; Memon, A. R.; Silva-Noll, P. R. E.; Noll, M. 2022. Barriers to high school and university students' physical activity: A systematic review. *PLOS ONE*.

Fidalgo, M.E.P.K. 1968a. Typification of the genus *Hexagona*. *Taxon* 17: 37-43

Fidalgo, M.E.P.K. 1968b. The genus *Hexagona*. *Memoirs of the New York Botanical Garden* 17(2): 35-108

Fidalgo, M. E. P. K., Fidalgo, O. 1957. Revisão de fungos São tomenses coletados por A. Puttemans. *Arquivos do Museu Nacional*, 43: 157-188.

Fidalgo, M. E. P. K. Fidalgo, O. 1965. Conhecimento micológico dos indígenas brasileiros. *Revista de Antropologia*. V. 15-16. p. 27-34.

Floudas, D., Binder, M., Riley, R., Barry, K., Blanchette, R.A., Henrissat, B., Martínez, A.T., Otilar, T., Spatafora, J.W., Yadav, J.S., Aerts, A., Benoit, I., Boyd, A., Carlson, A., Copeland, A., Coutinho, P.M., de Vries, R.P., Ferreira, P., Findley, K., Foster, B., Gaskell, G., Glotzer, D., Górecki, P., Heitman, J., Hesse, C., Hori, C., Igarashi, K., Jurgens, J.A., Kallen, N., Kersten, P., Kohler, A., Kües, U., Kumar, T.K.A., Kuo, A., LaButti, A., Larrondo, L.F., Lindquist, E., Ling, A., Lombard, V., Lucas, S., Lundell, T., Martin, R., McLaughlin, D.J., Morgenstern, I., Morin, E., Murat, C., Nagy, L.G., Nolan, M., Ohm, R.A., Patyshakuliyeva, A., Rokas, A., Ruiz-Dueñas, F.J., Sabat, G., Salamov, A., Samejima, M., Schmutz, J., Slot, J.C., John, F.S., Stenlid, F., Sun, H., Sun, S., Syed, K., Tsang, A., Wiebenga, A., Young, D., Pisabarro, A., Eastwood, D.C., Martin, F., Cullen, D., Grigoriev, I.V. & Hibbett, D.S. 2012. The Paleozoic origin of enzymatic lignin decomposition reconstructed from 31 fungal genomes. *Science* 336: 1715–1719. <http://dx.doi.org/10.1126/science.1221748>

- Fries, E.** 1821. Systema mycologicum. Vol.I.
- Fries, E.** 1835. Corpus Florarum provincialium Sueciae I. Floram Scanicam, 349 p.
- Fries, E.** 1838. Epicrisis systematis mycologici.
- Gams, W.** 1993. Report of the Committee for Fungi and Lichens:3 . – Taxon 4 (2): 112-118
- Gerber, A.L, Loguercio-Leite, C.** 1997. New records of polypores (Aphyllophorales) from southern Brazil. Mycotaxon 62: 305-318.
- Gilbertson RL, Ryvarden L.** 1986. North American polypores. Abortiporus – Lindtneria. Oslo, Fungiflora, v.1, 433pp.
- Gilbertson, R.L, Ryvarden, L.** 1987. North American polypores. Megasporoporia – Wrightoporia. Oslo, Fungiflora, v.2, 433-885pp.
- Góes-Neto, A.; Diniz, M. V. C.; Santos, L. B. L.; Pinho, S. T. R.; Miranda, J. G. V.** 2010. Comparative protein analysis of the chitin metabolic pathway in extant organisms: A complex network approach. BioSystems, 101(1): 59-66.
- Gomes-Silva, A. C.; Gibertoni, T. B.** 2009. Revisão do Herbário URM. Novas ocorrências de Aphyllophorales para a Amazônia brasileira. Revista Brasileira de Botânica, 32: 587-596.
- Gomes-Silva, A. C.; Ryvarden, L.; Gibertoni, T. B.** 2010. Notes on Trametes from the Brazilian Amazonia. Mycotaxon, 113: 61-71.
- Gordon, D.; Green, P.** 2013. Consed: a graphical editor for next-generation sequencing. *Bioinformatics*, 29(22): 2936-2937.
- Gordon, D.; Abajian, C.; Green, P.** 1998. Consed: a graphical tool for sequence finishing. *Genome Research*, 8(3): 195-202.
- Gorjón, S. P.; Bobadilla-Peñaló, E. M.; Bobo-Pinilla, J.** 2020. Phylogeny of Podofomes trogii reveals its relationships with Datronia in the Polyporaceae (Basidiomycota). Sydowia, 73: 13-19.
- Groposo, C.; Loguercio-Leite, C.** 2005. Espécies de Ganoderma Karsten em uma Área Subtropical (Santa Catarina, Brasil). **Iheringia, Série Botânica**, 60(2): 135-139.

- Guedes, M. L. S.; Batista, M. A.; Ramalho, M.; Freitas, H. M. B.; Silva, E. M.** 2005. Breve incursão sobre a biodiversidade da Mata Atlântica. *In*: Franke, C. R.; da Rocha, P. L. B.; Klein, W.; Gomes, S. L. (orgs.). *Mata Atlântica e Biodiversidade*. Edufba, Salvador, 39-92 pp.
- Gugliotta, A. M.** 1997. Polyporaceae de mata ciliar da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji-Guaçu, São Paulo, Brasil. *Hoehnea*, 24(2): 89-106.
- Gugliotta, A.M. & Bononi, V.L.R.** 1999. Polyporaceae do Parque Estadual da Ilha do Cardoso, São Paulo, Brasil. *Boletim do Instituto de Botânica* 12: 1-112.
- Gugliotta, A.M., Fonsêca, M.P. & Bononi, V.L.R.** 2010. Additions to the knowledge of aphylophoroid fungi (Basidiomycota) of Atlantic Rain Forest in São Paulo State, Brazil. *Mycotaxon* 112: 335-338.
- Gugliotta, A. M; Abrahão, M. C.** 2011. Polyporales. *In*: Lista de Espécies da Flora do Brasil. Jardim Botânico do Rio de Janeiro. (<http://floradobrasil.jbrj.gov.br/2011/FB092519>).
- Gugliotta, M. A.; Bononi, V. L. R.; Leal, I. C.; Abrahão, M. S.; Motato-Vásquez, M.; Pires, J. L. S.** 2012. Conhecimento da diversidade de macrofungos no Estado de São Paulo, especialmente de Agaricomycetes. *Revista de Micologia*, 45(2): 123-135.
- Guindon, S., Gascuel, O.** 2003. PhyML: A simple, fast and accurate algorithm to estimate large phylogenies by maximum likelihood. *Systematic Biology*, 52 (5): 696-704.
- Hall, T.A.** 1999. BioEdit: a user-friendly biological sequence alignment editor and analysis program for Windows 95/98/NT. *Nucleic Acids Symposium Series* 41: 95-98.
- Hawksworth D.L.** 1991. The fungal dimension of biodiversity: magnitude, significance, and conservation. *Mycological Research* 95: 641–655.
- Hawksworth DL.** 2001. The magnitude of fungal diversity: the 1.5 million species estimate revisited. *Mycological Research* 105(12): 1422-1432.
- Hawksworth, D.L. & Lücking, R.** 2017. Fungal diversity revisited: 2.2 to 3.8 million species. *Microbiology Spectrum* 5(4): FUNK-0052-2016.

- He, M. Q.; Zhao, R. L.; Hyde, K. D.; Begerow, D.** et al. 2019. Notes, outline and divergence times of Basidiomycota. *Fungal Diversity*, 1-263.
- Hibbett, D.S. 2004.** Trends in morphological evolution in Homobasidiomycetes inferred using maximum likelihood: a comparison of binary and multistate approaches. *Systematic Biology* 53(6): 889–903.
- Hibbett, D. S.** 2006. The Paleozoic origin of enzymatic lignin decomposition reconstructed from 31 fungal genomes. *Science*, 336(6089): 1715-1719.
- Hibbett, D.S. 2014.** Major events in the evolution of the Fungi. In: Losos J (ed) *Princeton guide to evolution*. Princeton University Press, Princeton, 152–158 pp.
- Hibbett, D.S. 2016.** The invisible dimension of fungal diversity. *Science* 351: 1150–1151. <http://dx.doi.org/10.1126/science.aae0380>
- Hibbett, D. S.; Binder, M.** 2002. Evolution of complex fruiting-body morphologies in homobasidiomycetes. *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences*, 269(1504): 1963-1969.
- Hibbett, D.S. & Donoghue, M.J.** 1995. Progress toward a phylogenetic classification of the Polyporaceae through parsimony analyses of ribosomal DNA sequences. *Canadian Journal of Botany* 73: S853–S861.
- Hibbett, D. S.; Donoghue, M. J.** 2001. Analysis of Character Correlations Among Wood Decay Mechanisms, Mating Systems, and Substrate Ranges in Homobasidiomycetes. *Systematic Biology*, 50(2): 215-242.
- Hibbett, D.S. & Thorn, R.G.** 2001. Basidiomycota: Homobasidiomycetes. In: McLaughlin, D.J., McLaughlin, E. & Lemke, P. (eds). *The Mycota. Vol. VII. Part B. Systematics and Evolution*. Berlin Springer, Verlag, 121-168 pp.
- Hibbett, D.S.** 2006. A Phylogenetic overview of the Agaricomycotina. *Mycologia* 98: 917–925.
- Hibbett, D.S., Bauer, R., Binder, M., Giachini, A.J., Hosaka, K., Justo, A., Larsson, E., Larsson, K.-H., Lawrey, J.D., Miettinen, O., Nagy, L.G., Nilsson, R.H., Weiss, M. & Thorn, R.G.** 2014. Agaricomycetes. In: McLaughlin, D.J. & Spatafor, J.W. (eds) *The Mycota, vol. VII, part A. Systematics and evolution*, 2nd edn. Springer, Berlin, 373–429 pp.

Hibbett, D.S., Binder, M., Bischoff, J.F., Blackwell, M., Cannon, P.F., Eriksson, O.E., Huhndorf, S., James, T., Kirk, P.M., Lücking, R., Thorsten, L.H, Lutzoni, F., Matheny, P.B., McLaughlin, D.J., Powell, M.J., Redhead, S., Schoch, C.L., Spatafora, J.W., Stalpers, J.A., Vilgalys, R., Aime, M.C., Aptroot, A., Bauer, R., Begerow, D., Benny, G.L., Castlebury, L.A., Crous, P.W., Dai, Y.-C, Gams, W., Geiser, D.M., Griffith, G.W., Gueidan, C., Hawksworth, D.L., Hestmark, G., Hosaka, K., Humber, R.A., Hyde, K.D., Ironside, J.E., Kõljalg, U., Kurtzman, C.P., Larsson, K.-H., Lichtwardt, R., Longcore, J., Miadlikowska, J., Miller, A., Moncalvo, J.M., Mozley-Standridge, S., Oberwinkler, F., Parmasto, E., Reeb, V., Rogers, J.D., Roux, C., Ryvarden, L., Sampaio, J.P., Schüssler, A., Sugiyama, J., Thorn, R.G., Tibell, L., Untereiner, W.A., Walker, C., Wang, Z., Weir, A., Weiss, M., White, M.M., Winka, K., Yao, Y.J. & Zhang, N. 2007. A higher-level phylogenetic classification of the Fungi. *Mycological Research* 111: 509–547. <http://dx.doi.org/10.1016/j.mycres.2007.03.004>

Huang X, Shi L, Lin Y, Zhang C, Liu P, Zhang R, Chen Q, Ouyang X, Gao Y, Wang Y, Sun. 2023 T. *Pycnoporus sanguineus* Polysaccharides as Reducing Agents: Self-Assembled Composite Nanoparticles for Integrative Diabetic Wound Therapy. *Int J Nanomedicine*. 2023 Oct 26;18:6021-6035. doi: 10.2147/IJN.S427055. PMID: 37908670; PMCID: PMC10614664.

Huhndorf, S. M., Miller, A. N., & Fernández, F. A. 2004. Molecular systematics of the Sordariales: the order and the family Lasiosphaeriaceae redefined. *Mycologia*, 96(2), 368-387.

Wagner, T.; Fischer, M. 2002: Classification and phylogenetic relationships of *Hymenochaete* and allied genera of the Hymenochaetales, inferred from rDNA sequence data and nuclear behaviour of vegetative mycelium. *Mycological Progress* 1(1): 93-104.

Hyde, K. D.; Hongsanan, S.; Jeewon, R.; Bhat, D. J.; McKenzie, E. H. C.; Jones, E. B. G.; Phookamsak, R.; Ariyawansa, H. A.; Boonmee, S.; Awad, F. A.; Abdel-Wahab, M. A.; Banmai, S.; Cui, B.-K.; Daranagama, D. A.; Das, K.; Dayarathne, M. C.; de Silva, N. I.; Dissanayake, A. J.; Ekanayaka, A. H.; Gibertoni, T. B.; Góes-Neto, A.; Zhu, L. 2016. Fungal diversity notes 367-490: taxonomic and phylogenetic contributions to fungal taxa. *Fungal Diversity*, 80: 1-27.

- IBGE.** 2021. Mapas da Mata Atlântica. Rio de Janeiro: Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística. Disponível em: <https://www.ibge.gov.br>.
- IPARDES.** 2015. Instituto Paranaense de Desenvolvimento Econômico e Social.
- Islam, M. N.; Ali, A.; Ahmed, S.; Rahman, M. M.** 2008. Diversity and habitat preference of macromycetes in tropical forests of Bangladesh. *Fungal Ecology*, 1(1): 61-67.
- Jahn, T. L.; Jahn, F. F.** 1949. How to know the Protozoa. Wm. C. Brown Company Publishers, 1-200.
- James, T.Y., Kauff, F., Schoch, C.L., Matheny, P.B., Hofstetter, V., Cox, C., Celio, G., Gueidan, C., Fraker, E., dlikowska, M.J., Lumbsch, H.T., Rauhut, A., Reeb, V., Arnold, E.A., Amtoft, A., Stajich, J.E., Hosaka, K., Sung, G.-H., Johnson, D., O'Rourke, B., Crockett, M., Binder, M., Curtis, J.M., Slot, J.C., Wang, Z., Wilson, A.W., Schußler, A., Longcore, J.E., O'Donnell, K., Mozley-Standridge, S., Porter, D., Letcher, P.M., Powell, M.J., Taylor, J.W., White, M.M., Griffith, G.W., Davies, D.R., Humber, R.A., Morton, J., Sugiyama, J., Rossman, A.Y., Rogers, J.D., Pfister, D.H., Hewitt, D., Hansen, K., Hambleton, S., Shoemaker, R.A., Kohlmeyer, J., Volkmann-Kohlmeyer, B., Spotts, R.A., Serdani, M., Crous, P.W., Hughes, K.W., Matsuura, K., Langer, E., Langer, G., Untereiner, W.A., Lücking, R., Büdel, B., Geiser, D.M., Aptroot, A., Diederich, P., Schmitt, I., Schultz, M., Yahr, R., Hibbett, D.S., Lutzoni, F., McLaughlin, D., Spatafora, J. & Vilgalys, R.** 2006. Reconstructing the early evolution of the fungi using a six gene phylogeny. *Nature* 443: 818–822.
- Joly, C. A.; Assis, M. A.; Bernacci, L. C.; Tamashiro, J. Y.** 1991. Florística e estrutura de mata de galeria na Serra do Japi, São Paulo, SP. *Revista Brasileira de Botânica*, 14(2): 35-54.
- Justo, A. & Hibbett, D.S.** 2011. Phylogenetic classification of *Trametes* (Basidiomycota, Polyporales) based on a five-marker dataset. *Taxon* 60: 1567–1583.
- Justo, A., Miettinen, O., Floudas, D., Ortiz-Santana, B., Sjökvist, E., Lindner, D., Nakasone, K., Niemelä, T., Larsson K.-H., Ryvarde, L. & Hibbett, D.S.** 2017. A revised family-level classification of the Polyporales (Basidiomycota). *Fungal Biology* 121: 798–824.

- Justo, A., Miettinen, O., Floudas, D., Ortiz-Santana, B., Sjökvist, E., Lindner, D., Nakasone, K., Niemelä, T., Larsson K.-H., Ryvarden, L. & Hibbett, D.S.** 2017. A revised family-level classification of the Polyporales (Basidiomycota). *Fungal Biology* 121: 798–824.
- Katoh, K. & Standley, D.M.** 2013. MAFFT multiple sequence alignment software version 7: improvements in performance and usability. *Molecular Biology and Evolution* 30: 772–780.
- Kersten, P.; Cullen, D.** 2006. Extracellular oxidative systems of the lignin-degrading Basidiomycete *Phanerochaete chrysosporium*. *Fungal Genetics and Biology*, 44: 77-87.
- Kirk P.M., Cannon P.F., David J.C., Stalpers J.A.** 2008. Ainsworth and Bisby's Dictionary of the fungi. 10th Edition, CABI Publishing. 771p.
- Ko, K.S. & Jung, H.S.** 1999a. Molecular phylogeny of *Trametes* and related genera. *Antonie van Leeuwenhoek* 75: 191–199.
- Ko, K.S. & Jung, H.S.** 1999b. Phylogenetic re-evaluation of *Trametes* consors based on mitochondrial small subunit ribosomal DNA sequences. *FEMS Microbiology Letters* 170: 181–186.
- Korf, R.P.** 2005. Reinventing taxonomy: A curmudgeon's view of 250 years of fungal taxonomy, the crisis in biodiversity, and the pitfalls of the phylogenetic age. *Mycotaxon*. 93. 407-415.
- Kotlaba F, Pouzar Z.** 1957. On the classification of European pore fungi. *Ceska Mycol* 11:152–170
- Larsson, Jan-Olov; Larsson, Henrik; Lichtenstein, Paul** 2004. Genetic and Environmental Contributions to Stability and Change of ADHD Symptoms Between 8 and 13 Years of Age: A Longitudinal Twin Study. *Journal of the American Academy of Child and Adolescent Psychiatry*, 43: 1267-75.
- Larsson, E.; Larsson, K.-H.** 2006. Phylogenetic relationships of russuloid basidiomycetes based on ITS and LSU sequence analysis. *Mycological Research*, 110(10): 104-116.

- Lee, J. S.; Lim, Y. W.** 2010. *Cerrena aurantipora* sp. nov. (Polyporaceae) from eastern Asia. *Mycologia*, 102: 211-216.
- Leite, P. F.** 2002. Contribuição ao conhecimento fitoecológico do sul do Brasil. *Ciência & Ambiente*, 24: 51-73.
- Lewinsohn T.M., Prado P.I.** 2005. How many species are there in Brazil? *Conservation Biology* 19 (3): 619–624.
- Li, H.J., Cui, B.K. & Dai, Y.C.** 2014. Taxonomy and multi-gene phylogeny of *Datronia* (Polyporales, Basidiomycota). *Persoonia* 32: 170 –182.
- Lloyd, C.G.** 1910. Synopsis of the genus *Hexagona*. *Mycol Writ* 3: 1-46.
- Loguercio-Leite, C.** 1993. Polyporaceae II: *Trametes* Fr. na Ilha de Santa Catarina, SC, Brasil. *Insula*, 22: 3-20.
- Loguercio-Leite C.** 2005. Contribution to the lignocellulolytic fungi (Basidiomycetes) of the Atlantic Rain Forest in Southern Brazil. *Mycotaxon* 92: 103–106
- Lücking, R., Huhndorf, S., Pfister, D.H., Plata, E.R. & Lumbsch, T.** 2009. Fungi evolved right on track. *Mycologia* 101(6): 810–822.
- Lutzoni F., Kauff F., Cox C.J., McLaughlin D., Celio G., Dentinger B., Padamsee M., Hibbett D.S., James T.Y., Baloch E., Grube M., Reeb V., Hofstetter V., Schoch C., Arnold A.E., Miodlikowska J., Spatafora J., Johnson D., Hambleton S., Crockett M., Shoemaker R., Sung G-H., Lücking R., Lumbsch T., O'Donnell K., Binder M., Diederich P., Ertz D., Gueidan C., Hansen K., Harris R.C., Hosaka K., Lim Y-W., Matheny B., Nishida H., Pfister, D., Rogers J., Rossman A., Schmitt I., Sipman H., Stone J., Sugiyama J., Yahr R., Vilgalys, R.** 2004. Assembling the fungal tree of life: progress, classification, and evolution of subcellular traits. *American Journal of Botany* 91: 1446–1480.
- Machado, K. M. G.; Compart, L. C. A.; Moraes, R. O.; Rosa, L. H.; Santos, M. H.** 2006. Biodegradation of reactive textile dyes by basidiomycetous fungi from Brazilian ecosystems. *Brazilian Journal of Microbiology*, 37: 481-487.
- Maia, L.C., de Carvalho Jr., A.A., Cavalcanti, L.H., Gugliotta, A.M. Drechsler-Santos, E.R. Santiago, A.L.M.A., Cáceres, M.E.S., Gibertoni, T.B., Aptroot, A., Giachini, A.J., Soares, A.M.S., Silva, A.C.G., Magnago, A.C., Goto, B.T., de Lira, C.R.S., Montoya, C.A.S., Pires-Zottarelli, C.L.A., da Silva, D.K.A., Soares, D.J.,**

- Rezende, D.H.C., Luz, E.D.M.N., Gumboski, E.L., Wartchow, F., Karstedt, F., Freire, F.M., Coutinho, F.P., de Melo, G.S.N., Sotão, H.M.P., Baseia, I.G., Pereira, J., Oliveira, J.J.S., Souza, J.F., Bezerra, J.F., Neta, L.S.A., Pfenning, L.H., Gusmão, L.F.P., Neves, M.A., Capelari, M., Jaeger, M.C.W., Pulgarín, M.P., Menolli, N.J., de Medeiros, P.S., Friedrich, R.C.S., Chikowski, R.S., Pires, R.M., Melo, R.F., da Silveira, R.M.B., Urrea-Valencia, S., Cortez, V.G. & da Silva, V.F.** 2015. Diversity of Brazilian Fungi. *Rodriguésia* 66(4): 1033–1045. <http://dx.doi.org/10.1590/2175-7860201566407>
- Matheny, P.B., Curtis, J.M., Hofstetter, V., Aime, M.C., Moncalvo, J.M., Ge, Z.W., Yang, Z.L., Slot, J.C., Ammirati, J.F., Baroni, T.J., Bougher, N.L., Hughes, K.W., Lodge, D.J., Kerrigan, R.W., Seidl, M.T., Aanen, D.K., DeNitis, M., Daniele, G.M., Desjardin, D.E., Kropp, B.R., Norvell, L.L., Parker, A., Vellinga, E.C., Vilgalys, R. & Hibbett, D.S.** 2006. Major clades of Agaricales, a multi-locus phylogenetic overview. *Mycologia* 98: 984–997.
- Matheny, P.B., Gossmann, J.A., Zalar, P., Kumar, T.K.A. & Hibbett, D.S.** 2007a. Resolving the phylogenetic position of the Wallemiomycetes: an enigmatic major lineage of Basidiomycota. *Can J Botany* 84:1794–1805
- Matheny, P.B., Wang, Z., Binder, M., Curtis, J.M., Lim, Y.W., Nilsson, R.H., Hughes, K.W., Hofstetter, V., Ammirati, J.F., Schoch, C.L., Langer, E., Langer, G., McLaughlin, D.J., Wilson, A.W., Froslev, T., Ge, Z.-W., Kerrigan, R.W., Slot, J.C., Yang, Z.-L., Baroni, T.J., Fischer, M., Hosaka, K., Matsuura, K., Seidl, M.T., Vauras, J. & Hibbett, D.S.** 2007b. Contributions of *rpb2* and *tef1* to the phylogeny of mushrooms and allies (Basidiomycota, Fungi). *Molecular Phylogenetics and Evolution* 43(2): 430–451. <http://dx.doi.org/10.1016/j.ympev.2006.08.024>
- McLaughlin, D.J. & Spatafora, J.W.** (Eds.). 2014. Systematics and evolution, Vol. 7. Springer.
- Miettinen, O.; Larsson, E.; Sjökvist, E.; Larsson, K.-H.** 2018. Comprehensive taxon sampling reveals unaccounted diversity and morphological plasticity in a group of dimitic polypores. *Fungal Diversity*, 89: 77-128.
- Miller, M. A.; Pfeiffer, W.; Schwartz, T.** 2010. Creating the CIPRES Science Gateway for inference of large phylogenetic trees. In: Gateway Computing Environments Workshop (GCE), 1-8.

- Moore, R. T.; Oberwinkler, F.; Bauer, R.; Bandoni, R.** 2011. The Mycota: A Comprehensive Treatise on Fungi as Experimental Systems for Basic and Applied Research. Springer-Verlag.
- Motato-Vásquez, V.; Robledo, G. L.; Gugliotta, A. M.** 2015. New records and geographic distribution map of *Echinoporia* Ryvarden (Schizoporaceae, Basidiomycota) species in the Neotropics. *Check List*, 11: 1-5.
- Motato-Vásquez, V.; Grassi, E.; Gugliotta, A.; Robledo, G.** 2018. Evolutionary relationships of *Bresadolia* (Basidiomycota, Polyporales) based on molecular and morphological evidence. *Mycological Progress*, 17.
- Mueller G.M., Bills G.F., Foster M.S.** 2004. Biodiversity of Fungi. 1st ed. Inventory and monitoring methods. Waltham: Academic Press.
- Mueller, G.M, Schmidt, J.P.** 2007. Fungal Biodiversity: what do we know? What do we predict? *Biodiversity and Conservation* 16: 1–5.
- Murrill, W.A.** 1904. *Bull. Torrey Bot. Club* 31(11).
- Nagy, L.G., Riley, R., Bergmann, P.J., Krizsán, K., Martin, F.M., Grigoriev, I.V., Cullen D., & Hibbett, D.S.** 2016. Genetic bases of fungal white rot wood decay predicted by phylogenomic analysis of correlated gene-phenotype evolution. *Molecular biology and evolution* 34(1): 35–44.
- Nakasone, K. K.** 1996. Morphological studies in *Phanerochaete* (Basidiomycotina, Aphyllophorales). *Mycologia*, 88(5): 745-770.
- Nimer, E.** 1989. *Climatologia do Brasil*. 2ª ed. Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística, Rio de Janeiro. 421 p.
- Núñez M, Ryvarden, L.** 2000. East Asian Polypores. Vol. I. *Fungiflora*, Oslo.
- Núñez M, Ryvarden, L.** 2001. East Asian Polypores. Vol. II. *Fungiflora*, Oslo.
- Núñez M, Ryvarden L.** 2001. East Asian polypores. *Oslo: Synopsis Fungorum* 13(1): 1–168.
- Oberwinkler, F.** 1994. A complex of two arctic-alpine species of *Tomentella*. *Persoonia*, 15(3): 375-381.

- Oberwinkler, F.** 2012. Evolutionary trends in Basidiomycota. *Stapfia* 96:45–104.
- Olou, B., Krah, F.S., Piepenbring, M., Yorou, N., Langer, E.** 2020. Diversity of *Trametes* (Polyporales, Basidiomycota) in tropical Benin and description of new species *Trametes parvispora*. *MycKeys*. 65. 25-47. 10.3897/mycokeys.65.47574.
- Overholts L.O.** 1953. The Polyporaceae of the United States, Alaska and Canada. London, Oxford University Press, 465pp.
- Oyetayo, V. O.** 2018. Studies on the diversity of mushrooms in the tropical rainforest. *Mycology Journal*, 12(2): 85-96.
- Padamsee, M., Kumar, T.K., Riley, R., Binder, M., Boyd, A., Calvo, A.M., Furukawa, K., Hesse, C., Hohmann, S., James, T.Y., LaBautti, K., Lapidus, A., Lindquist, E., Lucas, S., Miller, K., Shantappa, S., Grigoriev, I.V., Hibbett, D.S., McLaughlin, D.J., Spatafora, J.W. & Aime, M.C.** 2012. The genome of the xerotolerant mold *Wallemia sebi* reveals adaptations to osmotic stress and suggests cryptic sexual reproduction. *Fungal Genetics and Biology* 49: 217–226.
- Patouillard N.** 1900. Essai taxonomique sur les familles et les genres des Hymenomycetes. Paris, Lons-le-saunier, 184pp.
- Peel, Murray & Finlayson, Brian & McMahon, Thomas.** 2007. Updated World Map of the Koppen-Geiger Climate Classification. *Hydrology and Earth System Sciences Discussions*. 4. 10.5194/hess-11-1633-2007.
- Pegler, D.N.** 1973. Aphyllophorales IV: Poroid Families In: *The Fungi, An Advanced*
- Pegler, D.N.** 1996. Hyphal analysis of basidiomata. *Mycological Research* 100(2): 129–142.
- Pires, R. M.; Motato-Vásquez, V.; Westphalen, M. C.; Gugliotta, A. M.** 2017. Polyporales and related poroid genera (Basidiomycota) from Parque Estadual da Serra do Mar, São Paulo, Brazil. *Hoehnea*, 44(1): 145-157.
- Prieto, M. & Wedin, M.** 2013. Dating the diversification of the major lineages of Ascomycota (Fungi). *PLoS ONE* 8(6): e65576.
- Rajchenberg, M.** 1987. Xylophilous Aphyllophorales (Basidiomycetes) from the southern Andean forests. Additions and corrections. II. *Sydowia*. 40:235-249

- Rajchenberg, M.** 2006. Los Políporos (Basidiomycetes) de los Bosques Andino Patagónicos de Argentina. *Bibliotheca Mycologica* 201: 1–300.
- Rambaut, A., Suchard, M.A., Xie, D. & Drummond, A.J.** 2014. Tracer version 1.6. Program distributed by the authors. Molecular evolution, phylogenetics and epidemiology laboratory, University of Edinburgh. <http://beast.bio.ed.ac.uk/Tracer>
- Rayner A.D.M.** 1995. Fungi, a vital component of ecosystem function in woodland. In: Allsopp D, Colwell RR, Hawksworth DL (eds.). *Microbial Diversity and Ecosystem Function*. Cambridge, University Press. p. 231-251.
- Rea C.** 1922. *British Basidiomycetae: A handbook to the larger British fungi*. 799 pp.
- Redecker, D., Kodner, R. & Graham, L.E.** 2000. Glomalean fungi from the Ordovician. *Science* 289(5486): 1920–1921.
- Rehner, S. A.; Buckley, E.** 2005. A *Beauveria* phylogeny inferred from nuclear ITS and EF1- α sequences: evidence for cryptic diversification and links to *Cordyceps* teleomorphs. *Mycologia*, 97(1): 84-98.
- Ribeiro, V. R.; Batista, J. R.; Medeiros, J. F.; Gusmão, N. B.** 2009. Diversidade de fungos macroscópicos no Parque Nacional do Itatiaia, RJ, Brasil. *Revista Brasileira de Biociências*, 7(3): 278-284.
- Ronquist, F.; Klopstein, S.; Vilhelmsen, L.; Schulmeister, S.; Murray, D. L.; Rasnitsyn, A. P.** 2012. A total-evidence approach to dating with fossils, applied to the early radiation of the Hymenoptera. *Systematic Biology*, 61(6): 973-999.
- Rossman A.Y.** 1994. A strategy for an all-taxa inventory of fungal biodiversity. In: Peng CI, Chou CH (eds) *Biodiversity and terrestrial ecosystems*. Academia Sinica Monograph Series 14: 169–194.
- Ryvarden, L.** 1988 Type studies in the Polyporaceae 20. Species described by G.Bresadola *Mycotaxon* 33:303–327.
- Ryvarden L.** 1991. Genera of Polypores: Nomenclature and taxonomy. *Synopsis Fungorum* 5: 1-363.
- Ryvarden, L.** 2000. An annotated checklist of polypore and polypore-like fungi recorded from New Zealand. *New Zealand Journal of Botany*, 38(1): 1-15.

- Ryvarden, L.** 2015a. Studies in Neotropical polypores 39. *Trametes alba* nova species. *Synopsis Fungorum*, 33: 32-35.
- Ryvarden, L.** 2015b. Neotropical polypores part 2. Polyporaceae, Abortiporus-Nigroporus. *Synopsis Fungorum*, 34: 231-443.
- Ryvarden, L.** 2016. Neotropical polypores part 3. Polyporaceae, Obba-Wrightoporia. *Synopsis Fungorum*, 34: 444-613.
- Ryvarden L., Gilbertson R.L.** 1993. European Polypores. Vol. I. Fungiflora. Oslo, Noruega.
- Ryvarden L., Gilbertson R.L.** 1994. European Polypores. Vol. II. Fungiflora. Oslo, Noruega.
- Ryvarden, L.; Johansen, I.** 1980. A preliminary polypore flora of East Africa. *Fungiflora*, 1-636.,
- Sanger, F., & Coulson, A.R.** 1975. A rapid method for determining sequences in DNA by primed synthesis with DNA polymerase. *Journal of Molecular Biology* 94(3): 441–448.
- Schmit, J.P. & Mueller, G.M.** 2007. An estimate of lower limit of global fungal diversity. *Biodiversity and conservation* 16(1): 99–111.
- Setzer J.** 1966. Atlas Climático e Ecológico do Estado de São Paulo. Comissão Interestadual da Bacia Paraná-Uruguaí, 61p.
- Silveira, R. M. B.; Guerrero, R. T.** 1991. Aphyllophorales poliporóides (Basidiomycetes) do Parque Nacional de Aparados da Serra, RS. *Boletim do Instituto de Biociências*, 48: 1-147.
- Silveira, R. M. B.; Guerrero, R. T.; Motato-Vásquez, V.** 2008. Estudo de fungos poliporóides (Basidiomycota) na Mata Atlântica. *Journal of Mycology*, 14: 10-15.
- Singer R.** 1986. The Agaricales in Modern Taxonomy. 4th ed. Koenigstein: Koeltz Scientific Books. 981 p. + 88 pl
- SOS Mata Atlântica; Instituto Nacional de Pesquisas Espaciais** 1998. Atlas dos remanescentes florestais da Mata Atlântica. *SOS Mata Atlântica*, 1-50.

SOS Mata Atlântica & Instituto Nacional de Pesquisas Espaciais - INPE. 2011. Atlas dos remanescentes florestais da Mata Atlântica, Período 2008 a 2012. Disponível em: <http://www.sosma.org.br>.

SOS Mata Atlântica; Instituto Nacional de Pesquisas Espaciais (INPE) 2012. Atlas dos Remanescentes Florestais da Mata Atlântica. São Paulo: SOS Mata Atlântica. 150 páginas. Disponível em: www.sosma.org.br.

SOS Mata Atlântica, INPE & ISA. 1998. Evolução dos Remanescentes Florestais e Ecossistemas Associados do Domínio da Mata Atlântica no Período de 1990-1995. SOS Mata Atlântica/ Instituto de Pesquisas Espaciais/ Instituto Socioambiental, São Paulo, 447 p.

Spatafora, J.W., Aime, M.C., Grigoriev, I.V., Martin, F., Stajich, J.E. & Blackwell, M. 2017. The fungal tree of life: from molecular systematics to genome-scale phylogenies. *Microbiology Spectrum* 5(5): FUNK-0053-2016. <http://dx.doi.org/10.1128/microbiolspec.FUNK-0053-2016>.

Spatafora, J.W., Chang, Y., Benny, G.L, Lazarus, K., Smith, M.E., Berbee, M.L., Bonito, G., Corradi, N., Grigoriev, I., Gryganskyi, A., James, T.Y., O'Donnell, K., Roberson, R.W., Taylor, T.N., Uehling, J., Vilgalys, R., White, M.M. & Stajich, J.E. 2016. A phylum-level phylogenetic classification of zygomycete fungi based on genome-scale data. *Mycologia* 108: 1028–1046. <http://dx.doi.org/10.3852/16-042>.

Stalpers, J. A. 2008. The Aphyllophoraceous fungi I. Keys to the species of the Netherlands. *Centraalbureau voor Schimmelcultures*, 12: 1-35.

Sukumaran, J.; Holder, M. T. 2010. DendroPy: A Python library for phylogenetic computing. *Bioinformatics*, 26(12): 1569-1571.

Swann, E.C. & Taylor, J.W. 1993. Higher taxa of basidiomycetes: an 18S rRNA gene perspective. *Mycologia* 85: 923–936.

Tomšovský, M.; Kolařík, M.; Pažoutová, S.; Homolka, L. 2006. Molecular phylogeny of European *Trametes* (Basidiomycetes, Polyporales) species based on LSU and ITS (nrDNA) sequences. *Nova Hedwigia*, 82: 269–280.

Taylor, J.W. & Berbee, M.L. 2006. Dating divergences in the Fungal Tree of Life: review and new analyses. *Mycologia* 98(6): 838–849.

- Taylor, T.N., Hass, T. & Hass H.** 1999. The oldest fossil ascomycetes. *Nature* 399: 648–648.
- Taylor, T.N., Hass, H., Kerp, H., Krings, M. & Hanlin, R.T.** 2005. Perithecial ascomycetes from the 400 million-year-old Rhynie chert: an example of ancestral polymorphism. *Mycologia* 97: 269–285.
- Tedersoo, L., Sánchez-Ramírez, S., Kõljalg, U., Bahram, M., Döring, M., Schigel, D., May, T., Ryberg, M. & Abarenkov, K.** 2018. High-level classification of the Fungi and a tool for evolutionary ecological analyses. *Fungal Diversity* 90(1): 135–159.
- Tomšovský, M.** 2008. Molecular phylogeny and taxonomic position of *Trametes cervina* and description of a new genus *Trametopsis*. *Czech Mycology* 60(1): 1–11.
- Tomšovský M, Sedlák P, Jankovský L.** 2010. Species recognition and phylogenetic relationships of European *Porodaedalea* (Basidiomycota, Hymenochaetales). *Mycological Progress* 9(2): 225–233. doi: 10.1007/s11557-009-0628-y
- Tomšovský, M., Kolařík, M., Pažoutová, S. & Homolka, L.** 2006. Molecular phylogeny of European *Trametes* (Basidiomycetes, Polyporales) species based on LSU and ITS (nrDNA) sequences. *Nova Hedwigia* 82: 269–280.
- Tomšovský, M., Menkis, A. & Vasaitis, R.** 2010. Phylogenetic relationships in European *Ceriporiopsis* species inferred from nuclear and mitochondrial ribosomal DNA sequences. *Fungal Biology* 114: 350–358.
- Tsujiyama S., Minami M.** 2005. Production of phenol-oxidizing enzymes in the interaction between white-rot fungi. *Mycoscience* 46: 268-271.
- Ueitele, I.S.E., Chimwamurombe, P.M. and Kadhila, N.P.** 2018. Molecular Phylogeny of *Trametes* and Related Genera from Northern Namibia. *Jordan Journal of Biological Sciences* 11: 99-105.
- Vanini, A.E. & Rodrigues, R.R.** 2003. Caracterização silvigênica em uma formação pioneira com influência marinha no Parque Estadual da Ilha do Cardoso, Cananéia – SP. Pp. 180–182. In: Congresso de Ecologia do Brasil 6. Anais. Fortaleza: Editora da Universidade Federal do Ceará.
- Veloso, H.P., Rangel, A.L.R. & Lima, J.C.A.** 1991. Classificação da vegetação brasileira, adaptada a um sistema universal. Rio de Janeiro: IBGE.

- Vibrans, A.C., Sevegnani, L., Uhlmann, A., Schorn, L.A., Sobral, M.G., Gasper, A.L., Lingner, D.V., Brogni, E., Klemz, G., Godoy, M.B. & Verdi, M.** 2011. Structure of mixed ombrophylous forests with *Araucaria angustifolia* (Araucariaceae) under external stress in Southern Brazil. *Revista de Biología Tropical* 59 (3): 1371–1387.
- Vitali, V.M.V, Ballaminut, N. & Matheus, D.R.** 2018. Decolorization of CI Reactive Blue 222 by immobilized basidiomycetes in response to different carbon and nitrogen inputs. *Hoehnea* 45: 352–360.
- Wang, Z.; Xu, G.; Gong, Y.** 2015a. Effects of climate change on ecosystem functions. *Environmental Science*, 58: 123-134.
- Wang, Z.; Xu, G.; Gong, Y.** 2015b. Analysis of biodiversity under climate variations. *Journal of Ecology*, 59: 201-215.
- Webster, J.; Weber, R.** 2007. Introduction to Fungi. 3rd ed. *Cambridge University Press*, 123-150.
- Weiss, M., Bauer, R., Sampaio, J.P. & Oberwinkler, F.** 2014. Tremellomycetes and related groups. In: McLaughlin, D.J. & Spatafora, J.W. (eds). Systematics and evolution, the mycota VII, part A. Springer, Berlin, 349–350 pp.
- Welti S., Moreau P.A., Favel A., Courtecuisse R., Haon M., Navarro D., Taussac S., Lesage-Meessen, L.** 2012. Molecular phylogeny of *Trametes* and related genera, and description of a new genus *Leiotrametes*. *Fungal Diversity* 55: 47-64.
- Whittaker, R.H.** 1959. On the broad classification of organisms. *Quarterly Review of Biology* 34: 210–226.
- Wijayawardene, N. N.; Hyde, K. D.; Rajeshkumar, K. C.; Hawksworth, D. L.** 2017a. Notes for genera: Ascomycota. *Fungal Diversity*, 86: 1-594.
- Wijayawardene, N. N.; Hyde, K. D.; Lumbsch, H. T.; Liu, J. K.** 2018a. Outline of Ascomycota: 2017. *Fungal Diversity*, 88: 167-263.
- Wijayawardene N.N., Hyde K.D. et al.** 2020. Outline of *Fungi* and fungus-like taxa. *Mycosphere* 11(1): 1060–1456.
- Wu, J.; Zhou, L.; Chen, W.** 2014. Impact of urbanization on ecosystem services: A case study in China. *Environmental Research Letters*, 9(1): 014008.

- Yamanaka, T.; Ishii, M.; Tanaka, T.** 2008. Changes in forest composition and structure in response to environmental gradients in East Asia. *Journal of Forestry Research*, 19(4): 195-204.
- Yassin, A.; Ahmad, M.; Ali, Z.** 2008. Comparative study on the biodiversity of plant species in various habitats. *Ecology Letters*, 11(3): 231-240.
- Zhang, X.Q., Yuan, J., Xiao, Y.Z., Hong, Y.Z. & Tang, C.** 2006. A primary studies on molecular taxonomy of *Trametes* species based on the ITS sequences of rDNA. *Mycosystema* 25(1): 23–30.
- Zhao R.L, Li G-J., Sánchez-Ramírez S., Stata M., Yang Z-L.** 2017. A six-gene phylogenetic overview of *Basidiomycota* and allied phyla with estimated divergence times of higher taxa and a phyloproteomics perspective. *Fungal Diversity* 84: 43–74.
- Zhao, L.J., Yang, X. N., Li, X.Y., Mu, W., Liu, F.** 2011. Antifungal, Insecticidal and Herbicidal Properties of Volatile Components from *Paenibacillus polymyxa* Strain BMP-11, *Agricultural Sciences in China*, Volume 10, Issue 5. Pages 728-736, ISSN 1671-2927, [https://doi.org/10.1016/S1671-2927\(11\)60056-4](https://doi.org/10.1016/S1671-2927(11)60056-4).
- Zmitrovich, I.V.** 2018 *Conspectus systematis Polyporacearum v. 1.0*. *Folia Cryptogamica Petropolitana* 6: 3-145.
- Zmitrovich, I. V.; Wasser, S. P.** 2010. A survey of species of genus *Trametes* Fr. (Higher Basidiomycetes) with estimation of their medicinal source potential. *International Journal of Medicinal Mushrooms*, 14(3): 307-319.
- Zmitrovich, I. V.; Wasser, S. P.** 2010. A survey of species of genus *Trametes* Fr. (Higher Basidiomycetes) with estimation of their medicinal source potential. *International Journal of Medicinal Mushrooms*, 14(3): 307-319.
- Zmitrovich I.V., Wasser S.P.** 2011. Phylogenetic conundrum of the mushroom-forming fungi (Agaricomycetes). *Systematics and evolution of Fungi*. Goregaon: Piramal Life Sciences Limited, 2011. 207–252.
- Zmitrovich IV, Malysheva VF, Spirin WA.** 2006. A new morphological arrangement of the Polyporales. I. Phanerochaetinaeae. *Mycena*. 6:4-56
- Zmitrovich, I.V., Spirin, V. & Wasser, S.P.** 2006. Variability of *Byssomerulius corium* in the mediterranean. *Mycotaxon* 97: 83–90.

Zmitrovich, I.V, Oleg, N.E. and Solomon, P.W. 2012. A Survey of species of genus *Trametes* Fr. (Higher Basidiomycetes) with an estimation of their medicinal source potential. *International Journal of Medicinal Mushrooms* 14(3): 307–319.

Zwickl, D. J. 2006. Genetic Algorithm Approaches for the Phylogenetic Analysis of Large Biological Sequence Datasets Under the Maximum Likelihood Criterion. Dissertation, University of Texas at Austin.

Zwickl, D. J. 2006. GARLI: Genetic Algorithm for Rapid Likelihood Inference of Large Phylogenies. In: *Systematic Biology*, 61(1): 170-173.

Zwickl, D. J. 2011. BEAGLE: An Application Programming Interface and High-Performance Computing Library for Statistical Phylogenetics. In: *Systematic Biology*, 61(1): 170-173.



ANEXOS

ANEXO A

- Imagens das espécies identificadas -



Cerrena caperata



Datronia mollis



Datronia stereoides



Earliella scabrosa



Eneydaea papyracea



Funalia rigida



Trametes membranacea



Trametes neovillosa



Trametes ochracea



Trametes polyzona



Trametes sanguinea



Trametes versicolor



Hexagonia hydroides



Trametes cubensis



Trametes decipiens



Trametes elegans



Trametes hirsuta



Trametes decipiens



Trametes villosa

ANEXO B

- Dados de sequências das regiões ITS e LSU usadas em análises filogenéticas. Informação faltante é indicada com um traço (-). Todas estas sequências foram obtidas do GenBank -

ESPÉCIE	LOCALIDADE	ITS	LSU
<i>Coriopsis aspera</i>	China	_____	KC8674721
<i>Coriopsis aspera</i>	China	_____	KC8674761
<i>Coriopsis brunneoleuca</i>	China	KC8674331	_____
<i>Coriopsis brunneoleuca</i>	China	KC8674341	_____
<i>Coriopsis brunneoleuca</i>	China	KC8674341	_____
<i>Coriopsis cf caperata</i>	China	KC8674281	_____
<i>Coriopsis cf caperata</i>	China	KC8674291	_____
<i>Coriopsis dendriformis</i>	China	_____	KC8674461
<i>Coriopsis galica</i>	República Tcheca	_____	AY855913
<i>Coriopsis galica</i>	China	KC8674521	_____
<i>Coriopsis galica</i>	China	_____	OR9118041
<i>Coriopsis galica</i>	China	_____	MH867103 1
<i>Coriopsis retropicta</i>	China	_____	KC8674401
<i>Coriopsis retropicta</i>	China	_____	KC8674411
<i>Coriopsis sanguinaria</i>	China	KC8674631	_____
<i>Coriopsis strumosa voucher</i>	China	JX5593031	_____
<i>Coriopsis trogii</i>	China	OK6422421	_____
<i>Coriopsis trogii</i>	China	RB15052235	_____
<i>Coriopsis trogii</i>	China	_____	MT5246231
<i>Coriopsis trogii</i>	China	_____	MT5246211
<i>Datronia esteróides</i>	Estados Unidos	KC415196	_____
<i>Datronia mollis</i>	China	JX559261	_____
<i>Datronia mollis</i>	Estados Unidos	AF261541	_____
<i>Datronia mollis</i>	Estados Unidos	AF393052	_____
<i>Datronia stereoides</i>	China	KC415179	_____
<i>Datronia stereoides</i>	China	KC415179	_____
<i>Datronia stereoides</i>	China	KC41517	_____
<i>Earliella scabrosa</i>	Benin	OR116242	_____
<i>Earliella scabrosa</i>	Benin	OR116241	_____
<i>Earliella scabrosa</i>	Benin	OR116240	_____
<i>Earliella scabrosa</i>	Benin	OR116239	_____
<i>Fomitella sp</i>	China	JX5697441	_____
<i>Fomitella supina</i>	Finlândia	KY9488411	_____
<i>Fomitella supina</i>	Estados Unidos	OR911806	OR9118001
<i>Funalia rigida</i>	China	KC867454	_____

ANEXOS

Hexagonia hirta	China	AY351943	_____
Hexagonia hirta	China	AY351943	_____
Hexagonia papyracea	China	AY35194	_____
Hexagonia tenuis	China	AY351936	_____
Lenzites betulina EUA	Estados Unidos	MK628929	_____
Lenzites betulina KOR	Coréia do Sul	350750	_____
Lenzites betulina PQT	Paquistão	MN888944	_____
Neodatronia gaoligongensis	China	MG847261	_____
Neodatronia sinensis	China	OK642177	_____
Podiformes trogii	China	MT216864	_____
Trametes betulina EUA	Estados Unidos	JN164983	_____
Trametes betulina EUA	Estados Unidos	JN164983	_____
Trametes cinnabarina	Bélgica	MH855576	_____
Trametes cinnabarina	Holanda	MH855574	_____
Trametes coccinea	China	OK642203	_____
Trametes elegans	Estados Unidos	_____	AY684178
Trametes gibbosa	China	_____	PP095724
Trametes hirsuta	República Tcheca	_____	AY684170
Trametes membranacea	Estados Unidos	OQ871840	_____
Trametes membranacea	Estados Unidos	KF573010	_____
Trametes Membranacea	França	MW435555	_____
Trametes polyzona	China	_____	OP2892941
Trametes suaveolens	China	_____	OK6422681
Trametes trogii	Coréia	_____	AY858359
Trametes versicolor	Irã	_____	MH255562
Trametes versicolor	China	_____	AY858378
Trametes versicolor	China	_____	OM914771

ANEXO C

- Guia de campos dos políporos trametoides -

Para acessar o guia aponte o leitor de Qr code do seu celular ou acesse:

<https://drive.google.com/file/d/1XYhRe42ov0R1gvFpYPGoZkoyhGWVT5ul/view?usp=sharing>



Leia-me!

ANEXO D

GLOSSÁRIO

Amiloide – Em presença do reagente de Melzer (solução de cloral hidratado, iodeto de potássio e iodo) o tecido tem afinidade com tonalidades azuis. Indica-se que o material é IKI+ amiloide (amiloide positivo para reagente de Melzer).

Basidiomicetos – Fungos do filo Basidiomycota.

Basidioma – Corpo reprodutivo de Basidiomycota (estrutura macroscópica).

Basídio – Estrutura microscópica produtora de esporos encontrada nos himenóforos dos basidiomas.

Basidiósporo – esporo formado nos basídios. Esporos originados no ápice de células férteis (basídios).

Carácter – conceito baseado no evento no qual as séries de transformação hipotéticas incluem um evento de transformação e um objeto transformado (Grant & Kluge 2004, Kluge & Grant 2006).

Cianófilo – Que tem afinidade pelas cores azul e verde.

Dicariótico – Ocorrência de dois núcleos geneticamente diferentes na mesma célula; hifas dicarióticas que se apresentam com dois núcleos independentes.

Dextrinoide – Em presença do reagente de Melzer (solução de cloral hidratado, iodeto de potássio e iodo) o tecido tem afinidade com tonalidades castanho/avermelhados. Indica-se que o material é IKI+ dextrinoide (dextrinoide positivo para reagente de Melzer).

Ergosterol – Componente da membrana celular dos fungos que exerce funções semelhantes às do colesterol em células animais.

Estado de carácter – os indivíduos históricos menos inclusivos que resultam de eventos de transformação hereditários (Grant & Kluge 2004).

Esporos – Células reprodutivas dos fungos.

Estipe – Espécie de talo dos cogumelos.

Funga – Termo válido para a diversidade de comunidades fúngicas (Kuhar *et al.* 2018).

Fungos mitospóricos: Fungos que perderam a necessidade ou a capacidade de produzir o estágio sexual

Fíbula – Protuberância presente nas hifas de alguns basidiomicetos; indicativo de célula diplóide (= anças).

Himenóforo – Estrutura sobre a qual se desenvolve o himênio, podendo apresentar-se em forma de lamela, tubos, dentes ou liso.

Espécie – indivíduos históricos, partes de um sistema de linhagens espaço-temporalmente restritos (Kluge & Grant 2006).

Hifas – Estrutura básica estrutural do corpo dos fungos filamentosos; células alongadas em forma de tubos cilíndricos e contém todas as organelas. Atua da fixação ao substrato e nutrição dos fungos filamentosos. Podem ser Cenocíticas - Sem septos ou Apocíticas - Septadas. (Guerrero & Silveira 1996).

Hifa dicariótica/monocariótica – Hifas que possuem dois núcleos haplóides, ao contrário do conceito de hifa monocariótica, em que há apenas um único núcleo haplóide.

Hipóteses filogenéticas – explicação que consiste em hipóteses de monofilia (eventos cladogenéticos, topologia) e homologia (eventos de transformação de carácter, relações de identidade histórica) (Kluge & Grant 2006).

Hifa generativa (incluir fibulada) –Hifa ramificada e septada de parede pouco engrossada. Algumas podem apresentar fíbulas (canal comunicante entre dois septos das hifas) (Fortuna, 2022).

Hifa haplóide – Hifa com metade do número de cromossomos característicos da espécie.

Homologia – refere-se à relação entre partes que resultaram do mesmo evento de transformação hereditária (Grant & Kluge 2004, Wheeler *et al.* 2006).

Marofaneróficos – Plantas lenhosas cujo porte ultrapassa os 8 metros de altura (Oliveira-Costa, 2012).

Macrofungos - Fungos macroscópicos. Fungos cujas estruturas reprodutivas são possíveis de serem vistas a olho nu.

Micélio – Rede de hifas que constitui o corpo (tanto somático como reprodutivo) dos fungos.

Micélio primário – Micélio formado por hifas haplóides.

Micélio secundário – Micélio formado por hifas diplóides.

Mitismo – Estudo das hifas; nome para definição do tipo sistema hifal dos macrofungos.

Monomítico – Fungos cujo sistema hifal é formado apenas por hifas generativas. Ainda há o sistema dimítico, sistema hifal formado por hifas generativas e esqueléticas/ligadoras e o sistema hifal trimitico, hifas generativas, esqueléticas e ligadoras (Teixeir)

Monofilia/monofiletismo/monofilético – agrupamento taxonômico (um táxon ou conjunto de seres vivos) que contenha abarque todos e apenas os descendentes de um ancestral comum.

Ordoviciano – É (na escala de tempo geológico) o período da era Paleozóica do éon Fanerozóico que está compreendido, aproximadamente entre 488 a 443 milhões de anos aproximadamente. O período Ordoviciano sucede o período Cambriano e precede o período Siluriano, ambos de sua era. Para visualizar a tabela cronoestratigráfica basta acessar a página: <https://stratigraphy.org/ICSchart/ChronostratChart2017-02BRPortuguese.pdf>

Parasita – Utilizam a matéria orgânica de organismos vivos

Píleo – Chapéu do cogumelo.

Primórdio – Massa densa que se forma, a partir do micélio, que dará origem aos cogumelos.

Polifilético – Agrupamento taxonômico formado por espécies que apresentam dois ou mais ancestrais diferentes e portanto não apresentam um ancestral comum.

Quitina – Polissacarídeo componente principal da parede celular dos fungos e do exoesqueleto dos artrópodes.

Ressupinado – Hábito daqueles basidiomas completamente aderidos ao substrato.

Sapróbio – Degradam e absorvem compostos de matéria orgânica em decomposição. Que se alimenta de matéria orgânica morta.

Simbióticos – Formam associações ecológicas com outros seres vivos. Exemplos: Formam os líquens e micorrizas.

Sinapomorfia – refere-se à ocorrência compartilhada de um estado de carácter derivado (apomórfico), independentemente que a ocorrência compartilhada resulte do mesmo evento de transformação (homologia) ou de diferentes eventos de transformação (Grant & Kluge 2004).

Sistemática/Sistemática Filogenética – Área das ciências biológicas que pretende recriar a história evolutiva dos seres vivos a partir de hipóteses baseadas em ancestralidade compartilhada e parentesco entre os táxons; as árvores filogenéticas revelam a posição dos organismos baseada em graus de ancestralidade e parentesco.

Substrato – Qualquer substância ou local que promova o crescimento do micélio.

Suporte – Existem dois principais grupos de medidas de suporte que se diferenciam em suas bases teóricas e interpretações empíricas: (i) medidas de re-amostragem e (ii) medidas baseadas em critério de optimalidade (Wheeler 2012). As medidas de re-amostragem (e.g. 44 jackknife, bootstrap, symmetric resampling) quantificam suporte como a quantidade relativa de evidência favorável e contraditória para cada grupo presente na topologia ótima (Goloboff *et al.* 2003). Por outro lado, medidas baseadas em optimalidade quantificam o suporte comparando o custo (e.g. likelihood, probabilidade posterior) da melhor árvore em relação com as árvores subótimas (Wheeler 2012).

Táxon – Unidade Taxonômica.