

Universidade Federal do Rio Grande do Sul

**Instituto de Biociências**

Mestrado em Botânica

Nicolas do Carmo Regio

**A FUNGA HIDNOIDE (BASIDIOMYCOTA, AGARICOMYCETES) EM ÁREAS DE  
MATA ATLÂNTICA DO RIO GRANDE DO SUL**

Porto Alegre

2023

Nicolas do Carmo Regio

**A FUNGA HIDNOIDE (BASIDIOMYCOTA, AGARICOMYCETES) EM ÁREAS DE  
MATA ATLÂNTICA DO RIO GRANDE DO SUL**

Dissertação apresentada como requisito parcial à obtenção do título de mestre em Botânica pelo Programa de Pós-graduação em Botânica do Instituto de Biociências da Universidade Federal do Rio Grande do Sul.

Orientador: Prof.<sup>a</sup> Dr.<sup>a</sup> Rosa Mara Borges da Silveira;

Coorientador: Dr. Mauro Carpes Westphalen

Porto Alegre

2023

### CIP - Catalogação na Publicação

Regio, Nicolas do Carmo  
A FUNGA HIDNOIDE (BASIDIOMYCOTA, AGARICOMYCETES) EM  
ÁREAS DE MATA ATLÂNTICA DO RIO GRANDE DO SUL / Nicolas  
do Carmo Regio. -- 2023.  
99 f.  
Orientadora: Rosa Mara Borges da Silveira.

Coorientadora: Mauro Carpes Westphalen.

Dissertação (Mestrado) -- Universidade Federal do  
Rio Grande do Sul, Instituto de Biociências, Programa  
de Pós-Graduação em Botânica, Porto Alegre, BR-RS,  
2023.

1. Micologia. 2. Taxonomia. 3. Neotrópico. 4.  
Diversidade. 5. Filogenia. I. Silveira, Rosa Mara  
Borges da, orient. II. Westphalen, Mauro Carpes,  
coorient. III. Título.

Nicolas do Carmo Regio

**A FUNGA HIDNOIDE (BASIDIOMYCOTA, AGARICOMYCETES) EM ÁREAS DE  
MATA ATLÂNTICA DO RIO GRANDE DO SUL**

Dissertação apresentada como requisito parcial à  
obtenção do título de mestre em Botânica pelo  
Programa de Pós-graduação em Botânica do  
Instituto de Biociências da Universidade Federal  
do Rio Grande do Sul.

Orientador: Prof.<sup>a</sup> Dr.<sup>a</sup> Rosa Mara Borges da  
Silveira;

Coorientador: Dr. Mauro Carpes Westphalen

**Aprovada em:** Porto Alegre, 9 de outubro de 2023.

BANCA EXAMINADORA:

---

Dr.<sup>a</sup> Caroline Turchetto  
Universidade Federal do Rio Grande do Sul – UFRGS

---

Dr. Juliano Marcon Baltazar  
Universidade Federal de São Carlos – UFScar

---

Dr.<sup>a</sup> Viviana Motato Vásquez  
Universidad del Valle – UNIVALLE (Cali, Colômbia)

## AGRADECIMENTOS

Muitas pessoas e instituições foram imprescindíveis para a realização deste trabalho e da minha formação enquanto micólogo taxonomista. Por isso, gostaria de deixar aqui registrado o meu sincero e profundo agradecimento a todos que me influenciaram de alguma forma durante estes dois longos e intensos anos de mestrado, especialmente àqueles que eu injustamente esqueça de citar aqui. A memória é frágil, mas as vivências e os aprendizados que me fizeram chegar até aqui e ser quem sou hoje estarão sempre presentes.

Em primeiro lugar, ao Mauro por ter sugerido e topado se aprofundar neste tema complexo até para micólogos experientes. Obrigado por todos os ensinamentos e discussões sobre taxonomia de fungos e universo *Star Wars*, pelos inúmeros docinhos e cafés compartilhados e pela paciência e ajuda na realização da presente dissertação. Que venham mais anos de trabalho e amizade pela frente.

À Prof.<sup>a</sup> Rosa pela orientação e suporte ao longo de todos esses últimos seis anos de iniciação científica e mestrado desenvolvidos nos laboratórios do Micolab-UFRGS. Também a todos os colegas e amigos que partilharam este espaço e foram se espalhando pelo mundo com o passar dos anos, em especial a Melissa e a Bárbara que me “aturaram” em boa parte desta jornada acadêmica.

Ao PPG Botânica-UFRGS e todos seus docentes e funcionários extremamente qualificados, essenciais na formação acadêmica de novos botânicos e também de novos micólogos para o Brasil. Em especial aos Profs. Caroline Turchetto, João André Jarenkow, Loreta Brandão, Marcelo Reginato e Tatiana Chies por todos os ensinamentos e discussões em disciplinas, saídas de campo e seminários realizados durante este período.

Também a todos os colegas de pós-graduação, em especial aos amigos e integrantes do LEVCamp e LABTAX/LABSIM, que muitas vezes acolheram um “estranho no ninho” e me aguentaram falando sobre fungos nas disciplinas, saídas de campo e almoços no RU.

Aos funcionários do ICMBio, FLONA de Canela e São Chico, Pró-Mata e todos responsáveis pelas demais Unidades de Conservação visitadas ao longo da realização do projeto e que infelizmente passam por tempos difíceis nos âmbitos estaduais e globais.

A todos funcionários, terceirizados e bolsistas da UFRGS e do Herbário ICN por disponibilizar a infraestrutura e a manutenção destes importantes espaços públicos, essenciais para o desenvolvimento de pesquisas científicas no país. Também a CAPES e ao CNPq pelo salário fornecido e pelo fomento nas diversas atividades realizadas durante o projeto, seja em campo ou nas dependências do Micolab-UFRGS. Que o obscurantismo e negacionismo

científico do passado recente permaneça enterrado e que cultivemos um futuro mais justo, igualitário e que valorize a ciência produzida no país.

Aos meus amigos e colegas dos tempos de colégio e de graduação que se fizeram presentes no transcorrer deste pequeno caos acadêmico que vivi durante os últimos dois anos. Em especial a Fran, que chegou de mansinho nos últimos meses para me preencher e dar suporte na parte mais difícil dessa jornada. Sou grato a todos pelo convívio e conversas pelos corredores da UFRGS, quadras de futebol e mesas de bar, dos quais tirei ensinamentos tão importantes quanto o conhecimento acadêmico e científico.

E por fim, mas não menos importante, à minha família por serem a base da minha existência em todos esses 26 anos. Especialmente a minha mãe, Cleonice, ao meu irmão Lucas, aos meus dindos Jair e Viviane e aos meus avós Zélia e Pedro. Obrigado pela união, amor e cumplicidade compartilhados principalmente nos momentos mais difíceis. Sem o apoio de vocês nada disso seria possível.

O presente trabalho foi realizado com apoio da Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior - Brasil (CAPES) - Código de Financiamento 001.

*“The more we learn about fungi, the less makes sense  
without them”*

Merlin Sheldrake

## RESUMO

Fungos são organismos amplamente distribuídos e reconhecidos pelos importantes papéis ecológicos que desempenham na natureza. No entanto, o conhecimento taxonômico do grupo encontra-se extremamente defasado, com menos de 6% do total de espécies estimadas formalmente descritas. Neste contexto, alguns grupos morfológicos são ainda mais subestimados, sendo historicamente preteridos pelos poucos pesquisadores que atuam na taxonomia de fungos no Brasil. É o caso dos fungos corticioides hidnoides, caracterizados por sua distribuição mundial e seus basidiomas ressupinados a efuso-reflexos com projeções verticais no himenóforo que ampliam sua superfície de produção de esporos sexuais. A maioria destes fungos estão circunscritos nas diversas ordens e famílias da classe Agaricomycetes e costumam crescer escondidos na parte voltada para o solo de galhos e troncos caídos, dificultando sua percepção e amostragem. Desta forma, a sistemática do grupo permanece desatualizada ou até desconhecida em regiões reconhecidamente biodiversas, como o Neotrópico, onde poucos estudos filogenéticos foram realizados até o presente momento. Sendo assim, o presente estudo teve como objetivo atualizar e ampliar o conhecimento taxonômico e filogenético dos fungos corticioides hidnoides em áreas de Mata Atlântica do Rio Grande do Sul, com ênfase nas ordens Polyporales e Trechisporales. Para tanto, foi utilizada uma abordagem integrativa a partir de dados morfológicos e moleculares para a delimitação dos táxons amostrados. As coletas foram realizadas em nove localidades diferentes do bioma Mata Atlântica. Todos os espécimes coletados tiveram suas estruturas macro e microscópicas analisadas. Também buscou-se obter cultivos miceliais dos espécimes em meio ágar extrato de malte para posterior extração de material genético. Para as análises moleculares, foram geradas sequências dos marcadores ITS e LSU e reconstruções filogenéticas foram obtidas através dos métodos de Máxima Verossimilhança e Inferência Bayesiana. Ao todo, 140 espécimes foram coletados e 125 identificados, pertencendo a sete ordens de Agaricomycetes, correspondendo a 16 famílias, 43 gêneros e pelo menos 58 espécies distintas. Destas, cinco são considerados novos registros para o Rio Grande do Sul e *Sertulicium granuliferum* é também um novo registro para a América do Sul. Além disso, pelo menos 80 espécimes foram cultivados com sucesso e 81 novas sequências provenientes de linhagens neotropicais foram obtidas para pelo menos 38 táxons diferentes. Uma nova espécie e uma nova combinação para a família Cerrenaceae são apresentados em forma de artigo no Capítulo I. Ademais, comentários taxonômicos acerca de todos os táxons identificados são discutidos no Capítulo II com o intuito de auxiliar futuros estudos que busquem resolver seus respectivos problemas.

**Palavras-chave:** Diversidade; Filogenia; Neotrópico; novas espécies.

## ABSTRACT

Fungi are widely distributed organisms recognized for their important ecological roles in nature. However, taxonomic knowledge of the group is extremely outdated, with less than 6% of the total estimated species formally described. In this context, some morphological groups are even more underestimated, being historically overlooked by the few researchers working on fungal taxonomy in Brazil. This is the case of corticioid hydroid fungi, characterized by their global distribution and resupinate to effused-reflexed basidiomes with vertical projections on the hymenophore that expand their surface to produce sexual spores. Most of these fungi belong to the different orders and families of Agaricomycetes and often grow hidden in the ground-facing part of fallen branches and trunks, making their perception and sampling difficult. Therefore, the group's systematics remains outdated or even unknown for biodiverse regions, such as the Neotropics, where few phylogenetic studies were carried out to date. Therefore, the present study aimed to update and expand the taxonomic and phylogenetic knowledge of corticioid hydroid fungi from Atlantic Forest regions of Rio Grande do Sul, with emphasis on the orders Polyporales and Trechisporales. To this end, an integrative approach based on morphological and molecular data was used to delimit the sampled taxa. The collections were carried out in nine different locations in the Atlantic Forest biome. All collected specimens had their macro and microscopic structures analyzed. We also sought to obtain mycelial cultures of the specimens on malt extract agar for subsequent extraction of genetic material. For molecular analyses, sequences of the ITS and LSU regions were generated and phylogenetic reconstructions were obtained using Maximum Likelihood and Bayesian Inference methods. In total, 140 specimens were collected and 125 were identified, belonging to seven orders of Agaricomycetes, corresponding to 16 families, 43 genera and at least 58 distinct species. Of these, five are considered new records for Rio Grande do Sul State and *Sertulicium granuliferum* is also a new record for South America. Furthermore, at least 80 specimens were successfully cultivated and 81 new sequences from neotropical lineages were obtained for at least 38 different taxa. A new species and a new combination in the Cerrenaceae family are presented in the form of manuscript in Chapter I. Furthermore, taxonomic comments on all taxa identified are discussed in Chapter II to assist future studies that seek to resolve their respective problems.

**Keywords:** Diversity; Phylogeny; Neotropics; New species.

## SUMÁRIO

<b>1 INTRODUÇÃO</b> .....	<b>9</b>
1.1 CARACTERIZAÇÃO E IMPORTÂNCIA DO GRUPO.....	9
1.2 HISTÓRICO E CLASSIFICAÇÃO .....	12
1.3 ESTUDOS NO BRASIL E NO MUNDO .....	14
<b>2 OBJETIVOS</b> .....	<b>17</b>
2.1 OBJETIVO GERAL .....	17
2.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS .....	17
<b>3 MATERIAL E MÉTODOS</b> .....	<b>18</b>
3.1 ÁREA DE ESTUDO.....	18
3.2 COLETA E ARMAZENAMENTO DOS ESPÉCIMES.....	19
3.3 ANÁLISES MORFOLÓGICAS.....	21
<b>3.3.1 Análises macroscópicas</b> .....	<b>21</b>
<b>3.3.2 Análises microscópicas</b> .....	<b>21</b>
<b>3.3.3 Identificação do material e revisão de herbários</b> .....	<b>21</b>
3.4 ANÁLISES MOLECULARES .....	22
<b>3.4.1 Esporada e obtenção de cultivos</b> .....	<b>22</b>
<b>3.4.2 Extração de material genético</b> .....	<b>23</b>
<b>3.4.3 Amplificação e sequenciamento</b> .....	<b>23</b>
<b>3.4.4 Análises filogenéticas</b> .....	<b>24</b>
<b>4 RESULTADOS E DISCUSSÃO</b> .....	<b>25</b>
<b>4.1 CAPÍTULO I</b> .....	<b>34</b>
<b>4.2 CAPÍTULO II</b> .....	<b>35</b>
<b>5 CONSIDERAÇÕES FINAIS</b> .....	<b>36</b>
<b>REFERÊNCIAS</b> .....	<b>39</b>

## 1 INTRODUÇÃO

Os fungos são organismos amplamente reconhecidos por desempenhar importantes papéis ecológicos nos mais diversos ambientes em que se encontram. Junto a fauna e flora, a funga (Kuhar *et al.*, 2018) representa um dos três grandes grupos de eucariotos macroscópicos, embora não receba a mesma atenção dos demais. Atualmente, estima-se que existam cerca de 2,5 milhões de espécies de fungos distribuídas pelo mundo, o que faz do Reino Fungi o segundo maior grupo de eucariotos da natureza (Niskanen *et al.*, 2023). Apesar disso, o conhecimento taxonômico do grupo está extremamente defasado, uma vez que apenas cerca de 155.000 espécies encontram-se formalmente descritas (Antonelli *et al.*, 2023; Niskanen *et al.*, 2023). Neste sentido, a região neotropical e seus *hotspots* de biodiversidade, como a Mata Atlântica, é apontada como um dos locais chave para a elucidação destes táxons desconhecidos (Hawksworth; Lucking, 2017). O Brasil, por sua vez, registra apenas 8168 espécies de fungos segundo o levantamento do projeto Flora e Funga do Brasil (<http://floradobrasil.jbrj.gov.br>), bem abaixo das mais de 200.000 estimadas para o país, números que possivelmente também estejam subestimados (Lewinsohn; Prado, 2005; Mueller *et al.*, 2007).

Em meio ao baixo conhecimento taxonômico, alguns grupos morfológicos em particular permanecem ainda menos conhecidos, seja devido à falta de pesquisadores na área da micologia ou pela falta de interesse dos mesmos por estes organismos. É o caso dos fungos corticioides e hidnoides, comumente tratados como “manchas pouco atraentes na madeira” devido ao caráter ressupinado (totalmente aderido ao substrato) a efuso-reflexo (semi-aderido ao substrato) dos seus basidiomas (Gorjón, 2020). Além de pouco vistosos, estes espécimes costumam crescer aderidos à face voltada para o solo de troncos e galhos caídos, exigindo certo esforço do coletor para encontrá-los, o que contribui para a baixa popularidade e consequente baixo conhecimento taxonômico do grupo (Larsson, 2007). Devido a essa falta de dados, políticas de educação e conservação dos fungos permanecem limitadas, enquanto inúmeras espécies com potencial alimentício, biotecnológico e farmacológico permanecem desconhecidas, evidenciando a necessidade de estudos taxonômicos e filogenéticos para que se descubra a real diversidade da funga, sobretudo na região neotropical.

### 1.1 CARACTERIZAÇÃO E IMPORTÂNCIA DO GRUPO

Os fungos hidnoides são um grupo artificial de organismos que apresentam himenóforo (superfície produtora de esporos) formado por projeções que se assemelham a dentes ou espinhos. O termo “hidnoide” remete ao gênero *Hydnum* (L.: Fr.), o primeiro a ser descrito com

essa morfologia denteada, delimitado por Lineu em 1753. Atualmente, no entanto, o gênero engloba apenas espécies estipitadas (compostas por estipe ou “pé” e píleo ou “chapéu”) e ectomicorrízicas, sendo majoritariamente restritas ao hemisfério norte do planeta (Feng *et al.*, 2016; He *et al.*, 2019). Desta forma, o gênero não representa boa parte dos fungos com himenóforo hidnoide que, via de regra, formam basidiomas ressupinados e são saprotróficos. Essas características, por sua vez, se confundem com outro grande conglomerado artificial de fungos denominado “corticioide” devido a sua semelhança com organismos do gênero *Corticium* Pers., caracterizado por basidiomas ressupinados com himenóforo liso (Larsson, 2007). Esta terminologia é amplamente utilizada na literatura com sentido mais amplo, porém sua definição literal apresenta um passado conturbado que necessita maiores revisões e readequações (Motato-Vásquez, 2019).

Devido a sua morfologia mais simples formando manchas ou crostas no substrato, os fungos corticioides, no geral, não apresentam muitas características macroscópicas de valor taxonômico além da configuração do himenóforo, que pode ser totalmente liso ou apresentar projeções similares a pregas, rugas, grânulos, veias, espinhos ou dentes e, mais raramente, poros (Bernicchia, Gorjón, 2010; Hjortstam; Larsson; Ryvardeen, 1988; Larsson, 2007). Além disso, a falta de caracteres macroscópicos exige a realização de minuciosas análises microscópicas dos espécimes, demandando relativo tempo e conhecimento prévio no processo de identificação, que muitas vezes chega apenas a nível de gênero. Essas variações morfológicas são extremamente subjetivas e variáveis entre autores e espécimes, podendo, em alguns casos, gerar confusão na descrição e identificação dos táxons, uma vez que diversos gêneros filogeneticamente distantes entre si apresentam estruturas similares que evoluíram por convergência evolutiva (Larsson, 2007a). Neste sentido, seguimos a definição de “corticioide” adotada por Motato-Vásquez (2019, p. 36), onde:

corticioide = refere-se a fungos com hábito do basidioma ressupinado, com himenóforo liso, hidnoide, poroide ou merulioide (incluindo as morfologias intermediárias: tuberculado, irpicoide, grandinioide, athelioide, aracnoide, reticulado; para outras formas veja Bernicchia & Gorjón 2010), nunca lamelado. O hábito do basidioma, pode variar de efuso- reflexo a estritamente pileado; no entanto, quando pileado, a morfologia do himenóforo é restrito a liso, hidnoide ou merulioide (e formas intermediárias), nunca poroide.

Sendo assim, uma vez que a maioria dos fungos hidnoides também podem ser classificados como corticioides, utilizamos as duas terminologias neste trabalho e consideramos como “funga hidnoide” não só espécies com himenóforo claramente composto por dentes ou espinhos, como também qualquer espécime de fungo com basidioma tipicamente corticioide

que apresenta algum tipo de projeção vertical visível a olho nu em seu himenóforo, excluindo das análises espécies com configuração lisa ou lamelada.

Como citado acima, a maioria dos fungos desse grupo são decompositores de matéria orgânica vegetal, especialmente a madeira, um dos principais componentes da biomassa em ecossistemas florestais (Rayner, 1995; Boody *et al.*, 2008), sendo estes o principal alvo de estudo deste trabalho. Além disso, algumas espécies também podem se desenvolver no solo, apresentar hábito micorrízico ou serem parasitas de plantas; no entanto, estas relações costumam ser pouco estudadas por serem difíceis de identificar em fungos corticioides (Dai, 2011; Larsson, 2007). Recentemente, foi registrado um novo tipo de relação ecológica envolvendo algas e espécies de fungos corticioides de diferentes Ordens da Classe Agaricomycetes, denominada “alcobiose”. Nela, os fungos mantêm seu hábito saprofítico, mas desenvolvem seus basidiomas associados a uma camada fotobionte remanescente de um líquen, que permanece viva, ativa e sem danos evidentes a suas células (Vondrák *et al.*, 2023). Este tipo de relação, citada pelos autores como um limiar do processo de liqueinização dos fungos, evidencia a possibilidade de grandes descobertas científicas que estudos envolvendo fungos hidnoides e corticioides podem gerar, para além da taxonomia.

A maior parte das espécies dos fungos hidnoides e corticioides saprotróficos se caracterizam por serem causadores de podridão branca na madeira, ou seja, possuem a capacidade de degradar tanto celulose e hemicelulose, quanto lignina, um dos compostos mais abundantes e de difícil degradação encontrados na natureza. Alguns gêneros, no entanto, são incapazes de degradar a lignina, causando a chamada podridão marrom, uma vez que os resquícios desse composto conferem este tipo de coloração à madeira (Watkinson; Boody; Mooney, 2016). Neste contexto, os fungos corticioides e hidnoides, assim como as demais morfologias de basidiomas degradadoras de madeira, desempenham um papel ecológico essencial para a ciclagem de nutrientes e consequente manutenção dos ecossistemas onde estão inseridos (Willis, 2018).

Espécies decompositoras de madeira têm sido utilizadas rotineiramente em estudos na área da biotecnologia, sendo aplicadas tanto na produção de biomateriais, a fim de substituir compostos não-biodegradáveis quanto na biorremediação de solos e corpos d’água, muitas vezes poluídos por estes mesmos compostos (Willis, 2018). Também se tem registro de estudos envolvendo a capacidade antimicrobiana de espécies corticioides, a fim de identificar possíveis novos compostos que possam vir a ser utilizados pela indústria farmacêutica (Jaramillo-Riofrío *et al.*, 2022). Além disso, algumas espécies de fungos com dentes, usualmente aquelas estipitadas a pileadas e com aspecto mais palatável, são classificadas como comestíveis, e a sua

produção vêm sendo cada vez mais citada na literatura (Jacob *et al.*, 2023), englobando um mercado ainda pouco desenvolvido e explorado em nações micofóbicas como o Brasil.

Tendo em vista estas descobertas recentes, fica evidente que muitas relações, hábitos de vida e potenciais usos desses fungos permanecem desconhecidos devido à falta de estudos científicos de base. Neste sentido, muitas das descobertas citadas anteriormente estão atreladas a descrições de espécies e estudos filogenéticos dos organismos de interesse, uma vez que, historicamente, poucos estudos taxonômicos buscaram compreender, descrever e delimitar a diversidade de espécimes hidnoides e corticioides, como veremos a seguir, sobretudo na região Neotropical.

## 1.2 HISTÓRICO E CLASSIFICAÇÃO

Ao longo dos anos, diversos autores buscaram organizar a sistemática dos fungos em diferentes sistemas de classificação baseados primordialmente nos caracteres morfológicos dos basidiomas. Desta forma, diversos táxons mais amplos foram descritos e nomeados justamente com o intuito de representar estas características similares nas morfologias dos espécimes, como é o caso do gênero *Hydnum* (L.: Fr.), citado anteriormente. Os fungos com dentes estão presentes desde as primeiras classificações baseadas nas configurações de himenóforo, sendo tratados dentro de *Hydnoidei* por Persoon (1801); e de *Hydnei* por Fries (1821; 1874) e Berkeley (1860). Neste sentido, a classificação Friesiana foi pioneira ao circunscrever táxons para englobar os diferentes morfogrupos conhecidos na época, sendo dignas de destaque para este trabalho, as famílias atualmente aceitas sob os nomes Corticiaceae Herter e Hydnceae Chevall. Anos após, Patouillard (1900) propôs uma classificação baseada em caracteres micromorfológicos, introduzindo a clássica divisão entre *Hetero-* e *Homobasidiomycetes*. Este, por sua vez, também foi subdividido em outros dois clados, *Agaricacés* e *Aphylophoracés*, amplamente aceitos e utilizados pela comunidade científica ao longo do século XX e começo do século XXI.

Essas classificações foram utilizadas por muito tempo no seu sentido amplo, no entanto, boa parte dos autores contemporâneos a Fries e Patouillard compreendiam a natureza artificial desses grandes conglomerados morfológicos, propondo, sempre que possível e de acordo com as limitações da época, classificações “mais naturais” que dividiram as morfologias hidnoide e corticioide em diversas famílias e clados (Rea, 1922; Singer, 1951; Maas Gesteranus 1960; 1974a). No entanto, foi a partir da classificação proposta por Donk (1964) que avanços mais significativos no estudo destes organismos foram alcançados, ao distribuir a morfologia hidnoide em 13 famílias, das quais muitas se mantêm bem suportadas até hoje (Bononi, 1988).

Além disso, o autor reconheceu que a morfologia corticioide, distribuída por ele em quatro famílias da antiga ordem Aphyllophorales (Corticaceae, Hydnaceae, Polyporaceae Fr. e Stereaceae Pilát) se tratava de um grupo artificial e polifilético, algo que foi confirmado a partir de análises filogenéticas mais recentes (Binder *et al.*, 2005; Boidin *et al.*, 1998; Hibbett; Thorn, 2001; Hibbett *et al.*, 2007; Larsson *et al.*, 2004). Neste âmbito, Larsson (2007) resumizou o histórico taxonômico conturbado da morfologia corticioide, ao mesmo tempo em que propôs uma hipótese filogenética preliminar a partir dos dados moleculares disponíveis na época. Na sua discussão, o autor cita que a falta de resolução de alguns clados reside na predominância de caracteres morfológicos para delimitá-los. Com isso, um dos principais obstáculos citados pelo autor, tendo em vista a resolução e circunscrição de táxons corticioides, está na falta de sequências de linhagens tropicais, especialmente dos marcadores moleculares ITS, utilizado como *barcode* de fungos, e LSU, ambos amplamente utilizados na definição filogenética de táxons de fungos.

Atualmente, sabe-se que a morfologia e a configuração do himenóforo dos basidiomas, apesar de muito similares, possuem origens evolutivas distintas e estão amplamente distribuídas nos clados de Agaricomycetes Doweld, a classe mais diversa do filo Basidiomycota (Varga *et al.*, 2019; Virágh *et al.*, 2021). Além disso, a forma ressupinada representa o estado de caractere ancestral e que apresenta as menores taxas de diversificação da classe (Sánchez-García *et al.*, 2020), confirmando hipóteses levantadas, porém pouco corroboradas, por estudos anteriores (Binder; Hibbett, 2002; Hibbett, 2004; Parmasto, 1995). Desta forma, basidiomas corticioides e ou hidnoides estão presentes em praticamente todas as ordens de Agaricomycetes, destacando-se as ordens Hymenochaetales, Polyporales, Thelephorales, Trechisporales e Russulales. Os fungos pertencentes a estas ordens apresentam uma grande variedade de morfologias que nem sempre apresentam homologia nas suas estruturas, comprovando que, na maioria dos casos, caracteres morfológicos não necessariamente representam a história evolutiva das linhagens de fungos atuais. Por conseguinte, diversos esforços vêm sendo empregados nas últimas décadas a fim de reorganizar a sistemática do Reino Fungi, com maior ênfase nos caracteres moleculares, a fim de compreender as relações filogenéticas que estes organismos compartilham uns com os outros, bem como circunscrevê-los em clados e sistemas de classificação naturais (He *et al.*, 2019; Hibbett *et al.*, 2007; James *et al.*, 2020; Justo *et al.*, 2017; Kirk *et al.*, 2008; Naranjo-Ortiz; Gabaldón, 2019; Spatafora *et al.*, 2017; Tedersoo *et al.*, 2018; Wijayawardene, 2020).

### 1.3 ESTUDOS NO BRASIL E NO MUNDO

Apesar dos consideráveis avanços na taxonomia de fungos nos últimos anos, de modo geral, poucos pesquisadores se interessam em publicar estudos mais aprofundados restritos à morfologia hidnoide ou corticioide. Neste sentido, alguns autores europeus surgem como os principais embaixadores da “corticiologia” no mundo, ao publicar livros e coletâneas que ainda servem de base para o estudo destes organismos (Bernicchia; Gorjón, 2010; Hjortstam; Larsson; Ryvarde, 1988). Mais recentemente, Gorjón (2020) realizou uma revisão mundial com chaves de identificação para todos os 420 gêneros corticioides atualmente aceitos, juntamente com descrições e observações pertinentes. O extenso trabalho foi de suma importância para a realização do presente estudo, uma vez que, apesar de extremamente complexa, a chave representa a principal e mais atualizada ferramenta de identificação destes organismos que se tem registro.

Mesmo assim, a disparidade no número de táxons descritos para o hemisfério Norte, quando comparado ao Sul, dificulta a correta identificação de espécimes neotropicais, que muitas vezes acabam sendo classificados equivocadamente com nomes de linhagens europeias ou asiáticas. Não obstante, é notável destacar que a maioria destes autores também se preocupavam com o desenvolvimento de pesquisas nas regiões tropicais do planeta, especialmente no Neotrópico, onde a maioria dos estudos envolvendo espécies corticioides e hidnoides foram feitos em parceria ou por estes mesmos pesquisadores (Chikowski; Larsson; Gibertoni, 2020; Gorjón; De Jesus, 2012; Greslebin; Nakasone; Rajchenberg, 2004; Hjortstam; Bononi, 1986; Hjortstam; Bononi, 1987; Hjortstam; Larsson, 1995; Hjortstam; Ryvarde, 2007; Mass Geesteranus, 1974b).

Essa dinâmica colonialista de produção científica remete aos primórdios do estudo da funga neotropical, quando naturalistas que percorriam a região, coletando espécimes de diversos grupos de macrofungos, os enviavam para que micólogos do velho continente, que nunca estiveram em solo brasileiro, os identificassem (Baltazar, 2014; Bononi, 1988; Fidalgo, 1968). Esta prática, mesmo que involuntariamente, limita a formação e a realização de estudos taxonômicos independentes por pesquisadores locais, uma vez que boa parte destes materiais de referência acabam tombados em herbários europeus e norte-americanos, longe das suas localidades tipo.

Destes naturalistas, merecem destaque dois padres europeus erradicados no Brasil: Camilo Torrend, que contribuiu para o conhecimento da funga em áreas de Mata Atlântica do nordeste brasileiro; e Johannes Rick, considerado o pai da micologia brasileira (Fidalgo, 1962).

Rick se estabeleceu no estado do Rio Grande do Sul e é responsável por um dos principais inventários de fungos macroscópicos do país, incluindo morfologias corticioides e hidnoides (Rick 1932a; 1932b; 1933; 1959a; 1959b; 1960). Seus espécimes, sobretudo os tipos, foram e ainda são importantes materiais de revisão para inúmeros estudos taxonômicos, sendo revisados por diversos autores contemporâneos, tanto europeus (Hjortstam; Ryvarde, 1982) quanto latinoamericanos (Baltazar; Silveira; Rajchenberg, 2016; Rajchenberg, 1987).

Após Rick, os estudos mais abrangentes realizados no Brasil a respeito dos fungos hidnoides provém da tese de doutorado e de publicações associadas da Prof.<sup>a</sup> Vera Lúcia Ramos Bononi (Bononi-Penteado, 1976; Bononi, 1981). A autora também publicou a revisão mais recente que se tem para o grupo, há mais de 30 anos, registrando apenas 32 espécies pertencentes à 26 gêneros no país (Bononi, 1988). Já para a morfologia corticioide, Chikowski *et al.* (2020) registraram 368 espécies distribuídas em 131 gêneros em uma checklist para o Brasil, número que contrasta negativamente quando comparado às cerca de 450 espécies registradas para a Itália, por exemplo (Bernicchia; Gorjón, 2010).

Para o estado do Rio Grande do Sul, Rodrigues (2005) realizou sua tese de doutorado com espécimes de fungos corticioides coletados na região metropolitana de Porto Alegre, no entanto pouquíssimos resultados foram formalmente publicados (Rodrigues; Guerrero, 2013). Mais recentemente, levando-se em conta a região Sul como um todo, Baltazar *et al.* (2022) produziram a primeira sinopse de fungos corticioides estipitados que se se tem registro no país, com chave para a identificação das 22 espécies pertencentes aos 10 gêneros até então encontrados. O trabalho faz parte da única tese dedicada ao estudo taxonômico dos fungos corticioides para a região Sul do Brasil (Baltazar, 2014). Nela, o autor ratifica que a falta de tradição em pesquisas sobre o grupo representa o principal obstáculo na elucidação dos fungos corticioides no Brasil, bem como a falta de especialistas locais, levando-se em conta a dificuldade encontrada na identificação dos espécimes. Como resultado, o autor expõe que o total de 226 espécies registradas para a região, das quais 164 ocorrem no Rio Grande do Sul, seja provavelmente uma pequena amostra da real diversidade da funga corticioide da região, uma vez que, apesar da considerável contribuição para o conhecimento taxonômico do grupo, o trabalho ainda careça de dados moleculares e estudos filogenéticos mais aprofundados para a maioria das espécies encontradas.

Em vista disso, atualmente, sabe-se que a maioria dos novos táxons descritos provém de estudos filogenéticos dos diversos clados que porventura apresentam espécies com estes tipos de morfologia (Chen; Chen; Wu, 2021; Chen; Wu; Chen, 2018; De Koker *et al.*, 2003; Floudas; Hibbett, 2015; Miettinen *et al.*, 2012; Moreno *et al.*, 2017; Nakasone; Lindner, 2012;

Nakasone; Ortiz-Santana; He, 2021; Nakasone; Ortiz-Santana, 2022; Riebesehl; Langer, 2017; Spirin *et al.*, 2021; Telleria *et al.*, 2010; Wang *et al.*, 2021; Yurchenko; Riebesehl; Langer, 2017; Zhao *et al.*, 2023). Um exemplo recente é o estudo focado em espécies hidnoides da família Steccherinaceae (Polyporales) realizado por Westphalen *et al* (2021). Nele, ao descrever três novas espécies para a ciência, os autores demonstraram que ainda há uma diversidade desconhecida no país, com muitos táxons não descritos e subamostrados.

Sendo assim, devido à falta de estudos que envolvam uma abordagem taxonômica e filogenética, integrando tanto dados morfológicos quanto moleculares, o presente estudo visou a amostragem de espécimes de fungos hidnoides e ou corticioides com projeções no himenóforo presentes em áreas de Mata Atlântica do Estado do Rio Grande do Sul, a fim de auxiliar na resolução da lacuna de conhecimento taxonômico da funga neotropical. Nesta perspectiva, o trabalho teve maior enfoque na obtenção de dados moleculares e filogenéticos dos táxons de interesse, a fim de auxiliar na elucidação da taxonomia, distribuição, ocorrência e também das relações filogenéticas deste grupo morfológico de organismos em relação aos demais fungos da classe Agaricomycetes.

## 2 OBJETIVOS

### 2.1 OBJETIVO GERAL

Atualizar e ampliar o conhecimento taxonômico e filogenético dos fungos hidnoides e corticioides, com ênfase nas ordens Polyporales e Trechisporales, ocorrentes em áreas de Mata Atlântica do Rio Grande do Sul, a partir de uma abordagem integrativa com dados morfológicos e moleculares dos táxons.

### 2.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Amostrar e identificar espécies de fungos corticioides não-lisos que ocorrem nas regiões de Mata Atlântica do Estado do Rio Grande do Sul;
- Obter cultivos em meio de cultura dos espécimes coletados visando a amplificação e o sequenciamento de regiões de interesse do DNA;
- Realizar análises morfológicas e buscar compreender as relações filogenéticas de linhagens neotropicais a fim de auxiliar na circunscrição de táxons hidnoides e corticioides nas ordens e famílias da classe Agaricomycetes;
- Revisar materiais de referência depositados em herbários, quando possível;
- Descrever e caracterizar possíveis novas espécies, quando encontradas, com base em caracteres morfológicos e moleculares;
- Incorporar espécimes ao fungário do Herbário ICN/UFRGS;
- Submeter os resultados obtidos a periódicos especializados.

### 3 MATERIAL E MÉTODOS

#### 3.1 ÁREA DE ESTUDO

A Mata Atlântica é um dos biomas brasileiros mais reconhecidos mundialmente devido a suas florestas tropicais ricas em biodiversidade. Originalmente, o bioma encobria 15% do território nacional, se estendendo por aproximadamente 1.300.000 km<sup>2</sup> ao longo da costa brasileira, desde o Estado do Rio Grande do Norte até o Rio Grande do Sul. Atualmente, no entanto, é também um dos biomas mais degradados e ameaçados pela ação antrópica, dividindo-se em poucos remanescentes bem preservados que englobam apenas cerca de 7% do seu território original. As principais ameaças ao bioma estão no extrativismo dos seus recursos naturais e na expansão urbana, uma vez que cerca de 70% de uma crescente população brasileira vive na região (BRASIL, 2015; SOS Mata Atlântica/INPE, 2011).

A Mata Atlântica *sensu stricto* é caracterizada por áreas de Floresta Ombrófila Densa, formação que é predominante ao longo da faixa litorânea brasileira e é caracterizada por mosaicos vegetacionais de várias idades e em diferentes estágios de sucessão ecológica, com forte influência de massas de ar e correntes marítimas, bem como por seu clima quente, úmido e com precipitações bem distribuídas ao longo do ano (Veloso *et al.*, 1991; Leite, 2002). No entanto, principalmente na Região Sul, a mata se expande para zonas interioranas e de maior altitude, adaptando visivelmente suas fitofisionomias ao longo dos relevos onde se faz presente. Essas zonas, também classificadas como Mata Atlântica *sensu lato*, se caracterizam por formações únicas e peculiares, como as Florestas Estacionais Decidual e Semidecidual, as Matinhas Nebulares, os Campos de Altitude e a Floresta Ombrófila Mista, também conhecida como Mata de Araucárias, devido à presença característica e dominante de árvores da espécie *Araucaria angustifolia* (Bertol.) Kuntze no dossel de suas florestas (Rambo, 1951).

As Matas de Araucária são compostas por elementos tanto de origem tropical quanto temperada e estão restritas a zonas subtropicais e com altitude superior à 800m acima do nível do mar, estando distribuídas ao longo do Planalto Meridional Brasileiro (Vibrans *et al.*, 2011). A relativa elevação de altitude e o clima úmido sem estação seca definida e com ocorrência de longos períodos de frio, conferem à essa formação uma alta diversidade de fauna, flora e funga (Veloso *et al.*, 1991). Além disso, a formação é também uma das mais ameaçadas do Brasil, com apenas 12,6% de sua extensão original preservada e com poucas Unidades de Conservação regulamentadas, muitas das quais vem passando por processos de concessão e privatização das suas áreas (Ribeiro *et al.*, 2009). Com isso, diversos representantes da biodiversidade dessa região estão ou podem estar em grave risco de extinção, como é o caso da própria árvore

símbolo da formação, e do fungo lignocelulolítico *Wrightoporia araucariae* Westphalen & Reck (Wrightoporaceae, Polyporales), cuja ocorrência foi registrada apenas em troncos e galhos em decomposição de araucária.

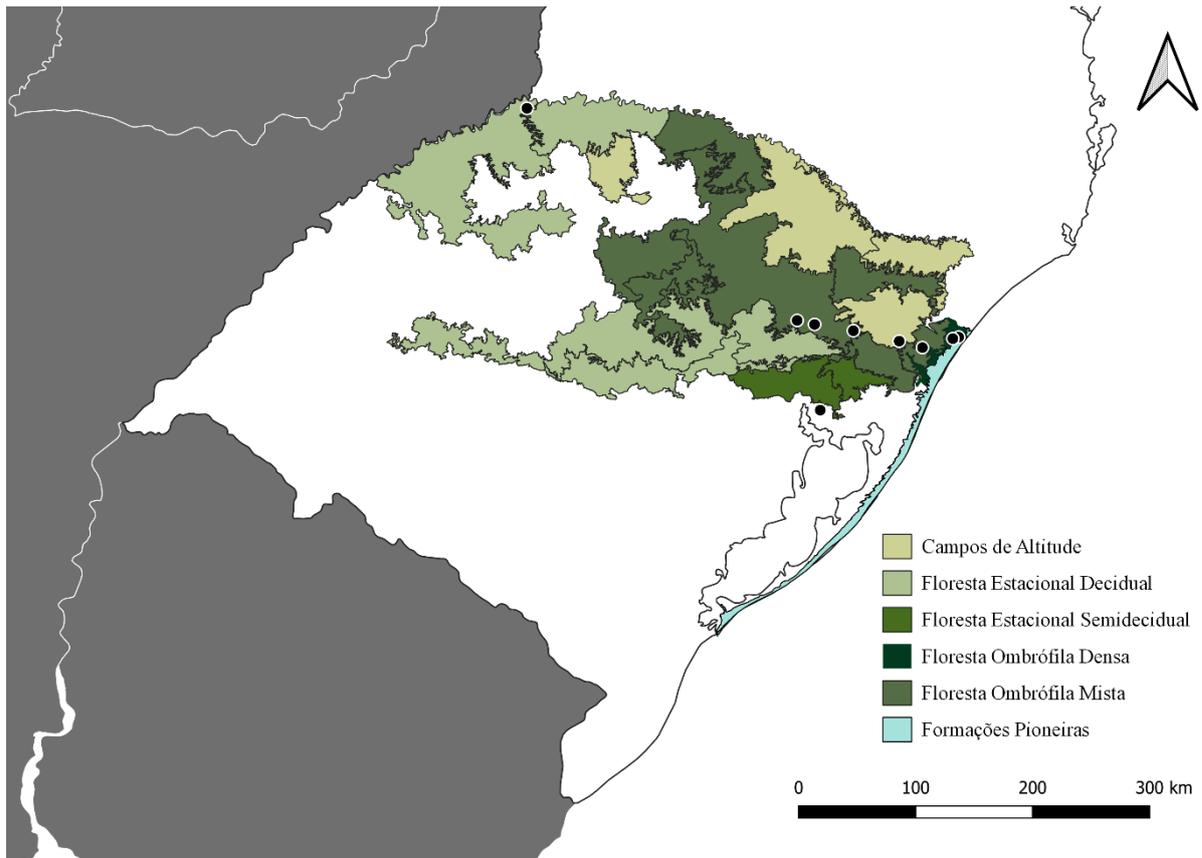
O Rio Grande do Sul, por sua vez, ocupa uma área de 281.707,151 km<sup>2</sup> da qual 66% corresponde a campos e 29% a florestas, divididos entre os biomas Pampa e Mata Atlântica (Brentano; Follmann; Foletto, 2015). Atualmente, no entanto, essas áreas estão reduzidas a apenas cerca de 30% e 3% do território original, respectivamente. O clima, segundo a classificação de Köppen-Geiger, é predominantemente subtropical úmido com verões quentes (Cfa) ou subtropical úmido com verões amenos (Cfb) em algumas áreas de maior altitude, como a Serra do Nordeste, local onde a maioria das coletas deste estudo foram realizadas (Peel *et al.*, 2007). Apesar disso, o Estado tem sofrido recentemente com secas e estiagens severas, associadas principalmente ao fenômeno climático *la niña*, bem como aos elevados índices de desmatamento da Floresta Amazônica, que alteram os ciclos de chuva nas regiões Sul e Sudeste do país. Sendo assim, vale ressaltar que a amostragem dos espécimes ocorreu durante este período histórico de baixa pluviosidade, podendo ou não ter influenciado na abundância e na riqueza de espécies encontradas.

### 3.2 COLETA E ARMAZENAMENTO DOS ESPÉCIMES

As coletas foram realizadas em nove localidades distintas do Rio Grande do Sul e se sucederam entre os meses de outubro de 2021 e julho de 2023. As principais áreas de coleta, bem como suas formações vegetais *sensu* Veloso *et al.* (1991) estão listadas na Tabela 1 e representadas na Figura 1.

**Tabela 1.** Unidades de Conservação e demais áreas amostradas.

Área de coleta	Coordenadas
Floresta Nacional de Canela	29°19'23.8"S 50°48'57.0"W
Gruta da Terceira Léguas, Caxias do Sul	29°15'50.8"S 51°10'34.4"W
Parque Estadual do Turvo, Derrubadas	27°14'32.1"S 53°50'54.5"W
RPPN Mata do Professor Baptista, Dom Pedro de Alcântara	29°22'59.2"S 49°50'17.5"W
Parque dos Pinheiros, Farroupilha	29°13'36.1"S 51°20'17.7"W
Região do município de Morrinhos do Sul	29°23'49.8"S 49°53'30.7"W
Morro Santana (Campus do Vale, UFRGS), Porto Alegre	30°03'57.2"S 51°07'25.1"W
Floresta Nacional de São Francisco de Paula	29°25'13.6"S 50°23'25.0"W
CPCN Pró-Mata, São Francisco de Paula	29°28'51.8"S 50°10'27.3"W



**Figura 1.** Formações vegetais da Mata Atlântica do Rio Grande do Sul amostrados.

Nas áreas de coleta, foram percorridas trilhas em diferentes remanescentes de mata nativa com o intuito de encontrar basidiomas de espécimes decompositores de madeira. Quando encontrados, os materiais foram fotografados e removidos do substrato com auxílio de uma faca. Foram atribuídos números de coletor aos espécimes coletados e os mesmos foram armazenados individualmente em sacos de papel, a fim de evitar mistura e ou contaminação dos basidiomas, visando a etapa de esporada e posterior tentativa de obtenção de cultivos miceliais (ver item 3.4.1). No local de coleta também foram observadas características importantes para sua posterior identificação, como o substrato, o tipo de podridão que causa na madeira e a presença ou ausência de rizomorfos. Posteriormente, os espécimes coletados foram secos à temperatura ambiente ou, quando necessário, com auxílio de uma desidratadora de alimentos à 40°C e acondicionados a sacos de polipropileno devidamente lacrados e etiquetados com as informações de coleta. Os espécimes examinados no Capítulo I foram depositados no fungário do herbário ICN da UFRGS. Os demais serão devidamente tombados futuramente.

### 3.3 ANÁLISES MORFOLÓGICAS

#### 3.3.1 Análises macroscópicas

Primeiramente, os espécimes coletados foram analisados macroscopicamente a olho nu e em estereomicroscópio, preferencialmente quando ainda frescos, a fim de se observar características como o hábito do basidioma (podendo ser ressupinado, pileado, estipitado ou efuso-reflexo); a configuração do himenóforo (podendo variar entre hidnoide, odontioide, grandinioide e tuberculado, de acordo com o tamanho e o formato das projeções encontradas); consistência e coloração dos basidiomas; bem como medidas, formato e abundância das projeções verticais encontradas no himenóforo.

#### 3.3.2 Análises microscópicas

Posteriormente, foram realizadas análises das estruturas microscópicas dos espécimes em microscopia óptica, seguindo a metodologia de Teixeira (1995). A mesma consiste em realizar cortes delgados de diferentes regiões do basidiomas, à mão livre, que então são montados em lâminas histológicas contendo soluções aquosas de hidróxido de potássio 3 a 5% ou de azul de algodão em ácido láctico, a fim de identificar e medir microestruturas como hifas e sistema hifal; basídios e basidiósporos; e elementos estéreis como cistídios, cistidiólos e fascículos hifais. Essa etapa é muito importante para o estudo de fungos corticioides e hidnoides no geral, uma vez que as espécies costumam apresentar uma rica gama de elementos microscópicos importantes para sua identificação, o que contrasta com a falta de caracteres macroscópicos de interesse taxonômico (Bernicchia & Gorjón, 2010; Larsson, 2007). Além disso, cortes também foram montados em Melzer (reagente iodado) para observação de reações amiloide ou dextrinoide e em azul de Cresil para reação metacromática, quando necessário. As medições foram realizadas com auxílio de ocular micrometrada em aumento de 1000x e, sempre que possível, a partir de fotos obtidas pela câmera acoplada Zeiss AxioCam ERc 5s utilizando o software Zeiss ZEN Microscopy.

#### 3.3.3 Identificação do material e revisão de herbários

A partir das análises morfológicas, os espécimes coletados foram triados e pré-identificados utilizando chaves dicotômicas e literaturas especializadas como Baltazar (2014), Bernicchia & Gorjón (2010), Chen; Chen; Wu (2021), Gorjón (2020), Hjortstam; Larsson; Ryvardeen (1988), Ryvardeen (2015), entre outros trabalhos mais específicos para cada família

ou gênero identificados. Também foram utilizados descrições e estudos de materiais de referência, principalmente através dos protólogos disponíveis no *Index Fungorum* ([www.indexfungorum.org](http://www.indexfungorum.org)) e da revisão dos tipos de espécies corticioides do Padre Rick depositados no herbário PACA (Baltazar; Silveira; Rajchenberg, 2016). Materiais de interesse depositados no herbário ICN também foram revisados a fim de auxiliar na identificação dos espécimes coletados.

Muitos dos materiais estudados, no entanto, são de difícil determinação e ou possuem estruturas muito similares fruto de convergência evolutiva de linhagens filogeneticamente distantes. Dessa forma, procurou-se realizar estudos moleculares, sempre que possível, dos materiais coletados, a fim de validar e em alguns casos identificar corretamente os espécimes.

### 3.4 ANÁLISES MOLECULARES

#### 3.4.1 Esporada e obtenção de cultivos

No mesmo dia de coleta, com os materiais ainda frescos, foi feito o processo para obtenção da esporada dos espécimes. O mesmo consiste em colocar alguns dos basidiomas sobre lâminas histológicas previamente esterilizadas e alocadas dentro de câmaras úmidas por pelo menos 12h, a fim de estimular a liberação de esporos sobre as mesmas. Neste sentido, a maioria dos espécimes passou por este processo, a exceção daqueles que já foram analisados filogeneticamente. As esporadas bem sucedidas foram armazenadas individualmente a 4°C até a etapa de inoculação dos esporos, que foi preferencialmente realizada até 1 ou 2 dias após a coleta.

A partir das esporadas obtidas, foi feita a tentativa de obtenção do cultivo micelial dos espécimes. Para tanto, os esporos foram suspensos em água destilada esterilizada, transferidos e espalhados com o auxílio de uma alça de inoculação em placas de Petri previamente preparadas com meio de cultura Ágar Extrato de Malte (AEM), amplamente utilizado no cultivo de fungos decompositores de madeira. Todo este processo exige extremo cuidado e assepsia, e deve ser realizado idealmente em ambientes controlados como capelas de fluxo laminar, a fim de evitar ao máximo possíveis contaminações. Além disso, todos os cultivos foram feitos sempre em duplicata. As placas inoculadas foram incubadas em estufas controladas a 25°C para o desenvolvimento do micélio. Os cultivos bem sucedidos foram repicados, mais uma vez em duplicatas, e armazenados em geladeira a 4°C até a etapa de extração do DNA.

### 3.4.2 Extração de material genético

A partir dos micélios obtidos via cultivo ou de fragmentos dos basidiomas (quando possível), foi feita a extração do material genético dos espécimes coletados pelo método CTAB, usando o protocolo de Góes-Neto *et al.* (2005), adaptado de Doyle & Doyle (1987). Para tanto, cerca de 2mg de cada amostra foi cuidadosamente transferido com o auxílio de um bisturi, evitando ao máximo o recolhimento do meio de cultura associado, para tubos de microcentrífuga previamente preparados com 1mL de tampão CTAB 2%, 1,4M NaCl, 0,10M Tris-HCl e 20mM EDTA.

As amostras foram então maceradas com o auxílio de um micropistilo, com o objetivo de romper a parede celular das células fúngicas. Em seguida, os tubos foram incubados em banho maria a 65°C durante pelo menos 2h e, após uma rodada de extração com clorofórmio, o DNA foi precipitado com álcool isopropílico em geladeira a 4°C preferencialmente de um dia para o outro. Por fim, o pélete obtido foi lavado com Álcool 70%, suspenso em solução tampão TE e armazenado em um *freezer* a -20°C até a etapa de amplificação e sequenciamento.

### 3.4.3 Amplificação e sequenciamento

As regiões de interesse do genoma foram amplificadas por meio de reações de PCR (*Polymerase Chain Reaction*), que consistem na replicação da região do material genético de interesse em um ambiente tamponado que simula o processo de replicação, comum nas células vivas, conduzidas em um termociclador – aparelho responsável por variar ciclicamente a temperatura, possibilitando a realização de diferentes fases da replicação do DNA na presença de sequências iniciadoras, ou *primers*. Estes, por sua vez, funcionam especificamente para as regiões de interesse do genoma, o que por fim gera vários fragmentos de DNA idênticos a região desejada, também chamados de produtos da PCR. Para este estudo, foram sequenciados marcadores moleculares amplamente utilizados em estudos filogenéticos de fungos do filo Basidiomycota, sendo estes: o espaçador interno transcrito do DNA ribossomal (ITS – incluindo as regiões ITS1, 5.8S e ITS2) e a subunidade grande do DNA ribossomal (LSU). Os *primers* utilizados foram o ITS1; o ITS4; o LR0R; e o LR7. Sequências destas mesmas regiões previamente depositadas no genbank também foram selecionadas.

Os produtos de PCR obtidos foram submetidos a eletroforese em gel agarose, para a verificação das bandas. Para tanto, 2µL de amostra e 2µL de corante foram pipetados nos poços de gel agarose com adição de Gel Red, de acordo com protocolo do fabricante. Posteriormente, as amostras foram submetidas a correntes elétricas de 80v por pelo menos 30min em uma cuba

de eletroforese KASVI. Por fim, as bandas foram verificadas sob luz UV em transiluminador KASVI. Aqueles que apresentaram resultados positivos foram purificados utilizando a enzima ExoSAP-IT™ PCR *Product Cleanup Reagent* (Applied Biosystems), segundo o protocolo do fabricante. Após a purificação, os produtos foram enviados para sequenciamento em empresas terceirizadas, como a MacroGen (Coréia do Sul) e a ACTGene (Brasil), utilizando os mesmos *primers* aplicados na PCR.

#### 3.4.4 Análises filogenéticas

Todas as sequências obtidas foram verificadas através da ferramenta BLAST na base de dados do GenBank (<https://www.ncbi.nlm.nih.gov/genbank/>). Aqueles que apresentaram resultados não condizentes com a morfologia dos respectivos espécimes foram ignoradas das análises e, quando necessário, sequenciadas novamente. As sequências de interesse, por sua vez, foram comparadas manualmente aos seus cromatogramas utilizando os *softwares* Chromas v.2.6 e BioEdit (Hall, 1999) para conferência e codificação de possíveis erros e inconsistências. A partir disso, foram geradas matrizes de dados compostas por sequências obtidas a partir dos exemplares sequenciados neste estudo, bem como de sequências de interesse depositadas no GenBank. As mesmas foram selecionadas de acordo com a sua similaridade e relação filogenética com as linhagens neotropicais sequenciadas. Também foi levado em consideração sua distribuição geográfica e confiabilidade de identificação, haja vista que as sequências podem estar mal classificadas. Posteriormente, as matrizes foram alinhadas utilizando o servidor online MAFFT 7 (<http://mafft.cbrc.jp/alignment/server/>) e, quando necessário, ajustadas manualmente.

A partir dos alinhamentos obtidos, foram feitas reconstruções filogenéticas para os grupos de interesse. Neste sentido, foram utilizados os métodos de Máxima Verossimilhança, a partir do software RAXML-HPC v.8 (Stamatakis, 2014), bem como de Inferência Bayesiana, através do software MrBayes 3.2.2 (Ronquist *et al.*, 2012). Os modelos evolutivos foram inferidos utilizando o software jModelTest 2.c1.4 (Darriba *et al.*, 2012). Os grupos externos foram selecionados de acordo com o conjunto de táxons utilizado em cada reconstrução. Todas as análises foram realizadas na plataforma CIPRES Science Gateway (Miller *et al.*, 2011).

#### 4 RESULTADOS E DISCUSSÃO

Durante a realização deste estudo, foram analisados 140 espécimes pertencentes ao grupo de interesse, sendo 127 coletados em excursões a campo pelo próprio autor e 13 cedidos por pesquisadores. Destes, 15 foram excluídos do trabalho por apresentarem himenóforo completamente liso, não se encaixando na definição de “funga hidnoide” adotada, ou devido a sua impossibilidade de identificação, ao menos em nível de gênero.

Sendo assim, 125 espécimes foram identificados, pertencendo a sete Ordens da Classe Agaricomycetes, correspondendo a 16 famílias, 43 gêneros e pelo menos 58 espécies distintas. Destas, 27 foram identificadas a nível específico e cinco são consideradas novos registros para o Rio Grande do Sul, sendo eles *Allophlebia ludoviciana* (Burt) C.R.S. de Lira & K.H. Larss., *Eichleriella ochracea* (Viégas) Alvarenga, *Sertulicium granuliferum* (Hallenb.) Spirin & Volobuev, *Steccherinum perparvulum* Hjortstam & Ryvardeen e *Trechispora mollis* Chikowski & K.H. Larss. Além disso, *S. granuliferum* é também considerado um novo registro para a América do Sul como um todo. Em contrapartida, 31 espécies foram identificadas apenas em nível de gênero ou estão classificadas como “cf.” e “aff.” e, portanto, necessitam de estudos mais aprofundados para delimitar sua real circunscrição. Todos os táxons identificados no presente estudo encontram-se listados na Tabela 1.

**Tabela 1.** Táxons identificados ao longo do estudo. Legenda das localidades: Can = Canela; Cax = Caxias do Sul; De = Derrubadas; DPe = Dom Pedro de Alcântara; Far = Farroupilha; Mor = Morrinhos do Sul; Poa = Porto Alegre; SFP = São Francisco de Paula. Espécies indicadas com \* são novos registros para o Estado do Rio Grande do Sul.

Táxons identificados	Espécime	Locais de coleta
<b>Agaricales</b>		
Cystosterales		
<i>Cystiodontia laminifera</i> (Berk. & M.A. Curtis) Hjortstam	NR131	Poa
<b>Auriculariales</b>		
Auriculariaceae		
<i>Eichleriella ochracea</i> (Viégas) Alvarenga *	MCW732	SFP
<i>Heteroradulum</i> sp. nov.	NR48	SFP
<i>Heteroradulum</i> sp. nov.	NR53	SFP
<i>Heteroradulum</i> sp. nov.	NR128	Poa
Incertae sedis		
<i>Adustochaete</i> sp. nov.	NR50	SFP
<i>Adustochaete</i> sp. nov.	NR143	SFP
<b>Cantharellales</b>		
Hydnaceae		

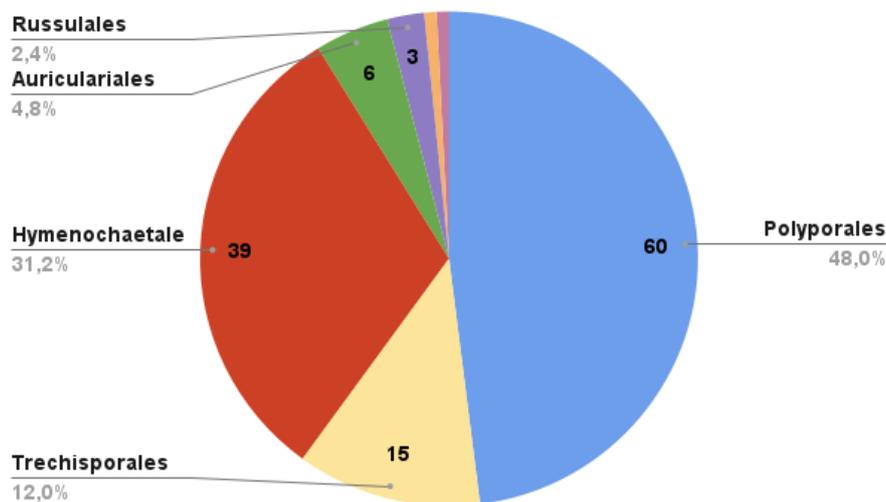
<i>Sistotrema</i> sp.	<b>NR21</b>	Canela
<b>Hymenochaetales</b>		
Hymenochaetales		
Hymenochaetales		
<i>Hymenochaete peroxydata</i> (Berk. ex Cooke) Baltazar, Gorjón & Rajchenb.	<b>NR88</b>	Far
<i>Hymenochaete peroxydata</i> (Berk. ex Cooke) Baltazar, Gorjón & Rajchenb.	<b>NR146</b>	Far
Schizoporaceae		
<i>Hyphodontia</i> s.l. spp.	<b>NR19</b>	Canela
<i>Hyphodontia</i> s.l. spp.	<b>NR20</b>	Canela
<i>Hyphodontia</i> s.l. spp.	<b>NR54</b>	SFP
<i>Hyphodontia</i> s.l. spp.	<b>NR67</b>	Poa
<i>Hyphodontia</i> s.l. spp.	<b>NR72</b>	DPe
<i>Hyphodontia</i> s.l. spp.	<b>NR73</b>	Mor
<i>Hyphodontia</i> s.l. spp.	<b>NR80</b>	Far
<i>Hyphodontia</i> s.l. spp.	<b>NR86</b>	Far
<i>Hyphodontia</i> s.l. spp.	<b>NR90</b>	Far
<i>Hyphodontia</i> s.l. spp.	<b>NR92</b>	SFP
<i>Hyphodontia</i> s.l. spp.	<b>NR107</b>	SFP
<i>Hyphodontia</i> s.l. spp.	<b>NR147</b>	Far
<i>Hyphodontia</i> s.l. spp.	<b>NR149</b>	Far
<i>Hyphodontia</i> cf. <i>efibulata</i> J. Erikss. & Hjortstam	<b>NR64</b>	DPe
<i>Hyphodontia corticioides</i> (Rick) Baltazar & Rajchenb.	<b>NR108</b>	SFP
<i>Hyphodontia corticioides</i> (Rick) Baltazar & Rajchenb.	<b>NR136</b>	Poa
<i>Kneiffiella stercicola</i> (Bres.) Nakasone	<b>NR44</b>	SFP
<i>Lyomyces</i> cf. <i>microfasciculatus</i> (Yurchenko & Sheng H. Wu) Riebesehl & Langer	<b>MCW729</b>	SFP
<i>Lyomyces</i> aff. <i>sambuci</i> (Pers.) P. Karst.	<b>NR43</b>	SFP
<i>Xylodon raduloides</i> Riebesehl & Langer	<b>NR52</b>	SFP
<i>Xylodon raduloides</i> Riebesehl & Langer	<b>NR141</b>	SFP
<i>Xylodon</i> sp.	<b>NR114</b>	SFP
Rickenellaceae		
<i>Peniophorella</i> sp.	<b>NR82</b>	Far
<i>Peniophorella</i> sp.	<b>NR135</b>	Poa
<i>Peniophorella</i> sp.	<b>NR148</b>	Far
<i>Peniophorella</i> sp.	<b>MCW737</b>	Far
<i>Resinicium</i> cf. <i>monticola</i> Nakasone	<b>NR125</b>	SFP
<i>Resinicium</i> cf. <i>meridionale</i> (Burds. & Nakasone) Nakasone	<b>NR132</b>	Poa
Incertae sedis		
<i>Skvortzovia</i> cf. <i>furfurella</i> (Bres.) Bononi & Hjortstam	<b>NR126</b>	SFP
<i>Skvortzovia</i> cf. <i>furfurella</i> (Bres.) Bononi & Hjortstam	<b>NR144</b>	SFP
<i>Skvortzovia</i> cf. <i>pinicola</i> (J. Erikss.) G. Gruhn & Hallenb.	<b>NR93</b>	SFP
<i>Skvortzovia</i> cf. <i>pinicola</i> (J. Erikss.) G. Gruhn & Hallenb.	<b>NR96</b>	SFP
<i>Skvortzovia</i> cf. <i>pinicola</i> (J. Erikss.) G. Gruhn & Hallenb.	<b>NR99</b>	SFP

<i>Skvortzovia</i> cf. <i>pinicola</i> (J. Erikss.) G. Gruhn & Hallenb.	<b>NR100</b>	SFP
<i>Skvortzovia</i> cf. <i>pinicola</i> (J. Erikss.) G. Gruhn & Hallenb.	<b>NR101</b>	SFP
<i>Skvortzovia</i> cf. <i>pinicola</i> (J. Erikss.) G. Gruhn & Hallenb.	<b>NR102</b>	SFP
<i>Skvortzovia</i> cf. <i>pinicola</i> (J. Erikss.) G. Gruhn & Hallenb.	<b>NR140</b>	SFP
<b>Polyporales</b>		
Cerrenameae		
<i>Cerrena multipileata</i> comb. nov.	<b>NR39</b>	SFP
<i>Irpiciporus</i> sp. nov.	<b>NR28</b>	SFP
<i>Irpiciporus</i> sp. nov.	<b>NR49</b>	SFP
<i>Irpiciporus</i> sp. nov.	<b>NR115</b>	SFP
<i>Irpiciporus</i> sp. nov.	<b>MCW738</b>	Far
Dacryobolaceae		
<i>Dacryobolus sudans</i> (Alb. & Schwein.) Fr.	<b>NR76</b>	Mor
<i>Dacryobolus sudans</i> (Alb. & Schwein.) Fr.	<b>NR97</b>	SFP
<i>Dacryobolus sudans</i> (Alb. & Schwein.) Fr.	<b>NR127</b>	SFP
Hyphodermataceae		
<i>Hyphoderma</i> cf. <i>setigerum</i> (Fr.) Donk	<b>NR74</b>	Mor
<i>Hyphoderma</i> cf. <i>setigerum</i> (Fr.) Donk	<b>NR81</b>	Far
<i>Hyphoderma</i> cf. <i>setigerum</i> (Fr.) Donk	<b>NR106</b>	SFP
<i>Hyphoderma</i> aff. <i>transiens</i> (Bres.) Parmasto	<b>NR35</b>	SFP
Irpiceae		
<i>Byssomerulius sordidus</i> (Berk. & M.A. Curtis ex Cooke) Hjortstam	<b>NR27</b>	SFP
<i>Byssomerulius sordidus</i> (Berk. & M.A. Curtis ex Cooke) Hjortstam	<b>NR32</b>	SFP
<i>Byssomerulius sordidus</i> (Berk. & M.A. Curtis ex Cooke) Hjortstam	<b>NR45</b>	SFP
<i>Byssomerulius sordidus</i> (Berk. & M.A. Curtis ex Cooke) Hjortstam	<b>NR46</b>	SFP
<i>Emmia</i> cf. <i>lacerata</i> (N. Maek., Suhara & R. Kondo) F. Wu, Jia J. Chen & Y.C. Dai	<b>NR91</b>	Poa
<i>Flavodon</i> cf. <i>flavus</i> (Klotzsch) Ryvarden	<b>NR79</b>	Der
<i>Hydnopolyporus fimbriatus</i> (Cooke) D.A. Reid	<b>NR36</b>	SFP
<i>Hydnopolyporus fimbriatus</i> (Cooke) D.A. Reid	<b>NR139</b>	Poa
<i>Phanerochaetella</i> sp.	<b>NR29</b>	SFP
Meruliaceae		
aff. <i>Noblesia crocea</i> (Schwein.) Nakasone	<b>NR120</b>	SFP
aff. <i>Noblesia crocea</i> (Schwein.) Nakasone	<b>NR121</b>	SFP
<i>Allophlebia ludoviciana</i> (Burt) C.R.S. de Lira & K.H. Larss.*	<b>NR77</b>	Mor
<i>Allophlebia ludoviciana</i> (Burt) C.R.S. de Lira & K.H. Larss.*	<b>NR105</b>	SFP
<i>Crustodontia</i> cf. <i>chrysocreas</i> (Berk. & M.A. Curtis) Hjortstam & Ryvarden	<b>NR56</b>	DPe
<i>Crustodontia</i> cf. <i>chrysocreas</i> (Berk. & M.A. Curtis) Hjortstam & Ryvarden	<b>NR57</b>	DPe
<i>Crustodontia</i> cf. <i>chrysocreas</i> (Berk. & M.A. Curtis) Hjortstam & Ryvarden	<b>NR59</b>	DPe
<i>Crustodontia</i> cf. <i>chrysocreas</i> (Berk. & M.A. Curtis) Hjortstam & Ryvarden	<b>NR111</b>	SFP

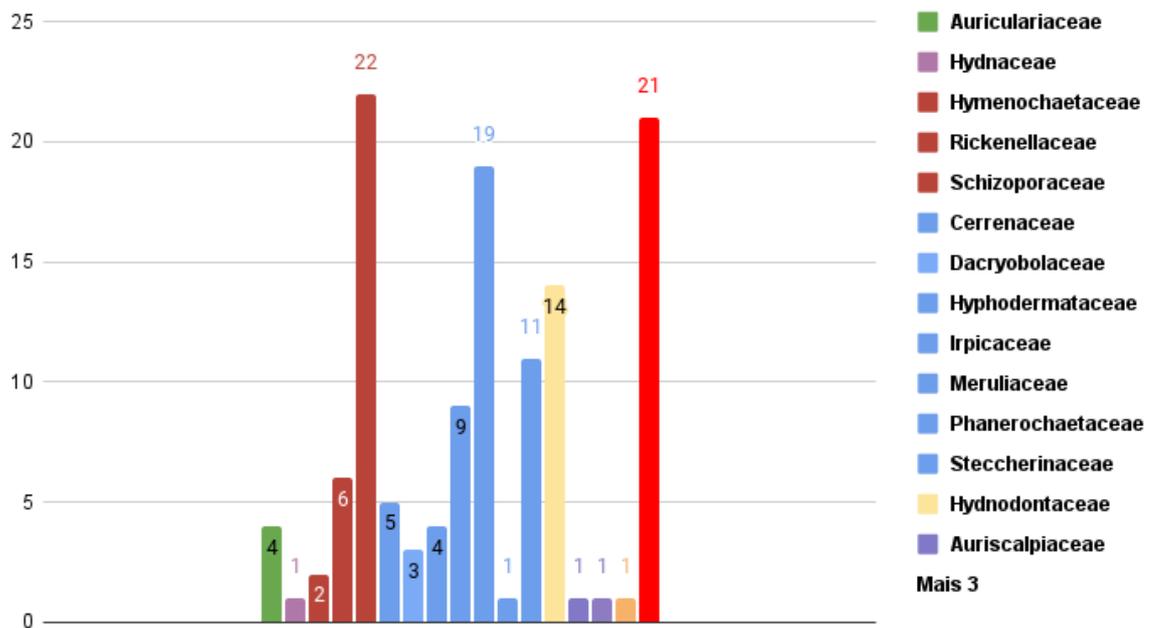
<i>Crustodontia</i> cf. <i>nigrodontea</i> (Zhao & Huang) C.C. Chen & S. H. Wu	<b>NR119</b>	SFP
<i>Crustodontia</i> cf. <i>nigrodontea</i> (Zhao & Huang) C.C. Chen & S. H. Wu	<b>NR122</b>	SFP
<i>Hydnophlebia</i> cf. <i>chrysorhiza</i> (Eaton) Parmasto	<b>NR30</b>	SFP
<i>Hydnophlebia</i> cf. <i>chrysorhiza</i> (Eaton) Parmasto	<b>NR70</b>	DPe
<i>Phlebia</i> aff. <i>fascicularia</i> (Rick) Nakasone & Burds.	<b>NR133</b>	Poa
<i>Phlebia</i> aff. <i>Subfascicularis</i> (Wakef.) Nakasone & Gilb.	<b>NR117</b>	SFP
<i>Phlebia</i> s.l. spp.	<b>NR55</b>	DPe
<i>Phlebia</i> s.l. spp.	<b>NR95</b>	SFP
<i>Phlebia</i> s.l. spp.	<b>NR134</b>	Poa
<i>Phlebiodontia</i> sp.	<b>NR51</b>	SFP
Phanerochaetaceae		
<i>Phanerochaete</i> <i>cana</i> (Burt) Burds.	<b>NR84</b>	Far
<i>Phlebiopsis</i> sp.	<b>NR113</b>	SFP
Steccherinaceae		
<i>Cabalodontia</i> <i>delicata</i> Westphalen & Motato-Vásq.	<b>NR58</b>	DPe
<i>Cabalodontia</i> <i>delicata</i> Westphalen & Motato-Vásq.	<b>MCW709</b>	Cax
cf. <i>Junghuhnia</i> sp.	<b>NR142</b>	SFP
cf. <i>Junghuhnia</i> sp.	<b>MCW742</b>	SFP
<i>Etheiroduon</i> <i>purpureum</i> Westphalen	<b>NR18</b>	Canela
<i>Etheiroduon</i> <i>purpureum</i> Westphalen	<b>NR89</b>	Far
<i>Metuloidea</i> <i>reniformis</i> (Berk. & M.A. Curtis) Westphalen & Motato-Vásq.	<b>NR38</b>	SFP
<i>Steccherinum</i> <i>perparvulum</i> Hjortstam & Ryvarden *	<b>MCW710</b>	Cax
<i>Steccherinum</i> sp.	<b>NR71</b>	DPe
<i>Steccherinum</i> sp.	<b>NR145</b>	Far
Incertae sedis		
cf. <i>Candelabrochaete</i> sp.	<b>MCW728</b>	SFP
<i>Hypochnicium</i> sp.	<b>NR26</b>	SFP
<i>Hypochnicium</i> sp.	<b>NR31</b>	SFP
<i>Hypochnicium</i> sp.	<b>NR37</b>	SFP
<i>Hypochnicium</i> sp.	<b>NR40</b>	SFP
<i>Hypochnicium</i> sp.	<b>NR41</b>	SFP
<i>Hypochnicium</i> sp.	<b>NR42</b>	SFP
<i>Hypochnicium</i> sp.	<b>NR61</b>	DPe
<i>Hypochnicium</i> sp.	<b>NR110</b>	SFP
<b>Russulales</b>		
Auriscalpiaceae		
<i>Auriscalpium</i> <i>villipes</i> (Lloyd) Snell & E.A. Dick	<b>NR138</b>	Poa
Hericiaceae		
<i>Dentipellicula</i> cf. <i>leptodon</i> (Mont.) Y.C. Dai & L.W. Zhou	<b>NR87</b>	Far
Incertae sedis		
<i>Scytinostromella</i> <i>cerina</i>	<b>MCW736</b>	Far

<b>Trechisporales</b>		
Hydnodontaceae		
<i>Fibrodontia brevidens</i> (Pat.) Hjortstam & Ryvar den	<b>NR129</b>	Poa
<i>Fibrodontia brevidens</i> (Pat.) Hjortstam & Ryvar den	<b>NR130</b>	Poa
<i>Fibrodontia fimbriata</i> (Rick) Baltazar & Rajchenb.	<b>MCW715</b>	Far
<i>Trechispora cf. mollis</i> Chikowski & K.H. Larss.	<b>NR60</b>	DPe
<i>Trechispora cf. mollis</i> Chikowski & K.H. Larss.	<b>NR62</b>	DPe
<i>Trechispora cf. mollis</i> Chikowski & K.H. Larss.	<b>NR123</b>	SFP
<i>Trechispora cf. mollis</i> Chikowski & K.H. Larss.	<b>MCW711</b>	Far
<i>Trechispora mollis</i> Chikowski & K.H. Larss.*	<b>NR66</b>	DPe
<i>Trechispora mollis</i> Chikowski & K.H. Larss.*	<b>NR85</b>	Far
<i>Trechispora rígida</i> (Berk.) K.H. Larss.	<b>MCW713</b>	Cax
<i>Trechispora rígida</i> (Berk.) K.H. Larss.	<b>MCW717</b>	Cax
<i>Trechispora thelephora</i>	<b>NR34</b>	SFP
<i>Trechispora thelephora</i> (Lév.) Ryvar den	<b>NR47</b>	SFP
<i>Trechispora thelephora</i> (Lév.) Ryvar den	<b>NR104</b>	SFP
Incertae sedis		
<i>Sertulicium granuliferum</i> (Hallenb.) Spirin & Volobuev *	<b>NR109</b>	SFP

As ordens com mais amostras coletadas foram Polyporales, Hymenochaetales e Trechisporales, com 60, 39 e 15 espécimes identificados para cada, respectivamente (Fig. 1). As famílias Schizoporaceae (22), Meruliaceae (19), Hydnodontaceae (14), Steccherinaceae (11) e Irpicaceae (9) foram as que obtiveram maior registro (Fig. 2). Além disso, 21 espécimes não possuem circunscrição em nível de família atualmente definida e permanecem como *Incertae sedis* na Tabela 2. Para este fim, foram consideradas as classificações mais recentes dos clados amostrados, seguindo principalmente a classificação presente em He *et al.* (2019), *Index Fungorum* ([www.indexfungorum.org](http://www.indexfungorum.org)) e outras literaturas especializadas para cada grupo.



**Figura 1.** Quantidade total e porcentagem de espécimes identificados por Ordem.



**Figura 2.** Quantidade total de espécimes identificados por famílias.

Os gêneros com maior número de espécimes amostrados foram *Hyphodontia* (16), *Trechispora* (11), *Skvortzovia* (9) e *Hypochnicium* (8). Alguns destes só foram claramente delimitados após terem suas sequências comparadas a outras através da ferramenta BLAST (*Basic Local Alignment Search Tool*). Para tanto, deu-se preferência a sequências de materiais identificados e publicados em trabalhos mais confiáveis, uma vez que não há curadoria no momento de depósito das mesmas no repositório do GenBank. Além disso, procurou-se alinhar e comparar manualmente a similaridade das sequências, sempre que possível. A confirmação do posicionamento filogenético dos materiais a partir de dados moleculares é tido como um passo essencial na identificação de fungos corticioides atualmente, uma vez que clados filogeneticamente distantes entre si podem apresentar morfologias similares. Um exemplo são os espécimes pertencentes ao gênero *Hypochnicium* J. Erikss. (Polyporales), que morfologicamente se assemelham a espécies de *Xylodon* (Pers.) Gray (Hymenochaetales), um dos seis gêneros segregados e atualmente aceitos em *Hyphodontia* s.l (Wang *et al.*, 2021). Esses e outros gêneros similares, como *Fibrodontia* Parmasto (Trechisporales), possuem um histórico taxonômico conturbado devido a suas semelhanças morfológicas, que por sua vez contradizem suas relações filogenéticas, uma vez que pertencem a pelo menos três ordens distintas.

Isso tudo demonstra um pouco da complexidade que estudos taxonômicos envolvendo fungos corticioides podem apresentar, além de ressaltar a importância de análises morfológicas exaustivas e testes filogenéticos a fim de classificá-los corretamente (Motato-Vásquez, 2019).

Neste sentido, vale destacar que a maioria dos espécimes amostrados neste estudo foram submetidos a tentativas de obtenção de seus cultivos para a realização de análises moleculares. Sendo assim, pelo menos 73 foram cultivados com sucesso, representando aproximadamente 58% de todos os espécimes identificados. Destes, 65 tiveram seu material genético extraído e amplificado, dando origem a 81 novas sequências provenientes de linhagens neotropicais que se encontram resumidas na Tabela 2. Muitas delas indicam a possibilidade de novos táxons a serem descritos e revisados em estudos taxonômicos futuros. Por isso, as mesmas serão posteriormente depositadas no GenBank, sendo de grande valia para a realização de futuras reconstruções filogenéticas que elucidem a relação e o posicionamento de clados neotropicais nas filogenias moleculares.

**Tabela 2.** Cultivos e novas sequências obtidas a partir de espécimes neotropicais. Legenda das localidades: FLONA = Floresta Nacional; Mata do Professor = RPPN Mata do Professor Baptista; DPe = Dom Pedro de Alcântara; Far = Farroupilha; Poa = Porto Alegre; SFP = São Francisco de Paula.

<b>Espécie</b>	<b>Espécime</b>	<b>Localidade</b>	<b>Cultivo</b>	<b>ITS</b>	<b>LSU</b>
<i>Adustochoaete</i> sp. nov.	<b>NR50</b>	FLONA – SFP	✓	✓	
<i>Adustochoaete</i> sp. nov.	<b>NR143</b>	FLONA – SFP	✓		
<i>Allophlebia ludoviciana</i>	<b>NR77</b>	Morrinhos do Sul	✓	✓	
<i>Allophlebia ludoviciana</i>	<b>NR105</b>	FLONA – SFP	✓	✓	
<i>Byssomerulius sordidus</i>	<b>NR27</b>	FLONA – SFP	✓	✓	
<i>Byssomerulius sordidus</i>	<b>NR32</b>	FLONA – SFP	✓	✓	
<i>Byssomerulius sordidus</i>	<b>NR45</b>	FLONA – SFP	✓	✓	
<i>Byssomerulius sordidus</i>	<b>NR46</b>	FLONA – SFP	✓	✓	
cf. <i>Candelabrochaete</i> sp.	<b>MCW728</b>	FLONA – SFP	✓	✓	
<i>Cerrena multipileata</i> comb. nov.	<b>NR39</b>	FLONA – SFP	✓	✓	✓
<i>Crustodontia</i> cf. <i>chrysocreas</i>	<b>NR56</b>	Mata do Professor – DPe	✓	✓	
<i>Crustodontia</i> cf. <i>chrysocreas</i>	<b>NR57</b>	Mata do Professor – DPe	✓	✓	
<i>Crustodontia</i> cf. <i>chrysocreas</i>	<b>NR111</b>	FLONA – SFP	✓	✓	
<i>Crustodontia</i> cf. <i>nigrodontea</i>	<b>NR119</b>	Pró-Mata – SFP	✓	✓	
<i>Dacryobolus sudans</i>	<b>NR76</b>	Morrinhos do Sul	✓	✓	
<i>Dacryobolus sudans</i>	<b>NR97</b>	FLONA – SFP	✓	✓	
<i>Dacryobolus sudans</i>	<b>NR127</b>	Pró-Mata – SFP	✓	✓	
<i>Eichleriella ochracea</i>	<b>MCW732</b>	FLONA - SFP	✓	✓	
<i>Emmia</i> cf. <i>lacerata</i>	<b>NR91</b>	Porto Alegre	✓	✓	
<i>Etheiaron purpureum</i>	<b>NR18</b>	FLONA – Canela	✓		
<i>Fibrodontia brevidens</i>	<b>NR130</b>	Morro Santana - Poa	✓	✓	
<i>Flavodon</i> cf. <i>flavus</i>	<b>NR79</b>	PE Turvo – Derrubadas		✓	
<i>Heteroradulum</i> sp.	<b>NR48</b>	FLONA – SFP	✓	✓	

<i>Heteroradulum</i> sp.	<b>NR53</b>	FLONA – SFP	✓	✓	
<i>Heteroradulum</i> sp.	<b>NR128</b>	Morro Santana – Poa	✓	✓	
<i>Hydnophlebia</i> cf. <i>chrysorhiza</i>	<b>NR30</b>	FLONA – SFP	✓	✓	
<i>Hymenochaete peroxydata</i>	<b>NR88</b>	Parque dos Pinheiros – Far	✓	✓	
<i>Hyphoderma</i> cf. <i>setigerum</i>	<b>NR74</b>	Morrinhos do Sul	✓	✓	✓
<i>Hyphoderma</i> cf. <i>setigerum</i>	<b>NR81</b>	Parque dos Pinheiros – Far	✓	✓	
<i>Hyphoderma</i> cf. <i>setigerum</i>	<b>NR106</b>	FLONA - SFP	✓	✓	✓
<i>Hyphoderma</i> aff. <i>transiens</i>	<b>NR35</b>	FLONA – SFP	✓	✓	✓
<i>Hypochnicium</i> sp.	<b>NR26</b>	FLONA – SFP	✓	✓	✓
<i>Hypochnicium</i> sp.	<b>NR31</b>	FLONA – SFP	✓	✓	✓
<i>Hypochnicium</i> sp.	<b>NR37</b>	FLONA – SFP	✓	✓	✓
<i>Hypochnicium</i> sp.	<b>NR41</b>	FLONA – SFP	✓	✓	✓
<i>Hypochnicium</i> sp.	<b>NR42</b>	FLONA – SFP	✓	✓	
<i>Hypochnicium</i> sp.	<b>NR61</b>	Mata do Professor – DPe	✓	✓	✓
<i>Irpiciporus</i> sp. nov.	<b>NR28</b>	FLONA – SFP	✓	✓	✓
<i>Irpiciporus</i> sp. nov.	<b>NR49</b>	FLONA – SFP	✓	✓	✓
<i>Irpiciporus</i> sp. nov.	<b>NR115</b>	Pró-Mata – SFP	✓	✓	✓
<i>Irpiciporus</i> sp. nov.	<b>MCW738</b>	Parque dos Pinheiros – Far	✓	✓	
cf. <i>Junghuhnia</i>	<b>NR142</b>	FLONA – SFP	✓		
<i>Kneiffiella stericola</i>	<b>NR44</b>	FLONA – SFP	✓	✓	
<i>Lyomyces</i> cf. <i>microfasciculatus</i>	<b>MCW729</b>	FLONA – SFP	✓	✓	
<i>Lyomyces</i> aff. <i>sambuci</i>	<b>NR43</b>	FLONA – SFP	✓	✓	
aff. <i>Noblesia crocea</i>	<b>NR120</b>	Pró-Mata – SFP	✓	✓	✓
aff. <i>Noblesia crocea</i>	<b>NR121</b>	Pró-Mata – SFP	✓	✓	✓
<i>Peniophorella</i> sp.	<b>NR82</b>	Parque dos Pinheiros – Far	✓	✓	
<i>Peniophorella</i> sp.	<b>NR135</b>	Morro Santana – Poa	✓	✓	
<i>Phanerochaetella</i> sp.	<b>NR29</b>	FLONA – SFP	✓	✓	
<i>Phlebia</i> cf. <i>fascicularia</i>	<b>NR133</b>	Morro Santana – Poa	✓	✓	
<i>Phlebia</i> aff. <i>subfascicularis</i>	<b>NR117</b>	Pró-Mata – SFP	✓	✓	
<i>Phlebia</i> s.l. spp.	<b>NR55</b>	Mata do Professor – DPe	✓	✓	
<i>Phlebia</i> s.l. spp.	<b>NR95</b>	FLONA – SFP	✓		
<i>Phlebia</i> s.l. spp.	<b>NR134</b>	Morro Santana – Poa	✓		
<i>Phlebiodontia</i> sp.	<b>NR51</b>	FLONA – SFP	✓	✓	
<i>Phlebiopsis</i> sp.	<b>NR113</b>	FLONA – SFP	✓		
<i>Resinicium</i> cf. <i>monticola</i>	<b>NR125</b>	Pró-Mata – SFP	✓	✓	
<i>Resinicium</i> cf. <i>meridionale</i>	<b>NR132</b>	Morro Santana – Poa	✓	✓	
<i>Sertulicium granuliferum</i>	<b>NR109</b>	FLONA – SFP	✓	✓	
<i>Sistotrema</i> sp.	<b>NR21</b>	FLONA – Canela	✓	✓	✓
<i>Skvortzovia</i> cf. <i>furfurella</i>	<b>NR126</b>	Pró-Mata – SFP	✓	✓	
<i>Skvortzovia</i> cf. <i>furfurella</i>	<b>NR144</b>	FLONA – SFP	✓		
<i>Skvortzovia</i> cf. <i>pinicola</i>	<b>NR93</b>	FLONA – SFP	✓	✓	

<i>Skvortzovia</i> cf. <i>pinicola</i>	<b>NR96</b>	FLONA – SFP	✓	✓	
<i>Skvortzovia</i> cf. <i>pinicola</i>	<b>NR99</b>	FLONA – SFP	✓	✓	
<i>Skvortzovia</i> cf. <i>pinicola</i>	<b>NR100</b>	FLONA – SFP	✓	✓	
<i>Skvortzovia</i> cf. <i>pinicola</i>	<b>NR101</b>	FLONA – SFP	✓	✓	
<i>Skvortzovia</i> cf. <i>pinicola</i>	<b>NR102</b>	FLONA – SFP	✓	✓	
<i>Skvortzovia</i> cf. <i>pinicola</i>	<b>NR140</b>	FLONA – SFP	✓		
<i>Steccherinum perparvulum</i>	<b>MCW710</b>	Caxias do Sul	✓	✓	
<i>Steccherinum</i> sp.	<b>NR71</b>	Mata do Professor – DPe	✓	✓	✓
<i>Xylodon raduloides</i>	<b>NR141</b>	FLONA – SFP	✓		
<i>Xylodon</i> sp.	<b>NR114</b>	Pró-Mata – SFP	✓	✓	

Nesta perspectiva, análises filogenéticas a partir de sequências obtidas para táxons pertencentes a família Cerrenaceae (Polyporales), juntamente a dados morfológicos, possibilitaram a identificação de uma nova combinação e uma nova espécie para a ciência. Estes resultados foram redigidos em forma de artigo a ser submetido ao periódico *Phytotaxa*, e são apresentados no Capítulo I da presente dissertação, intitulado “*Studies on Neotropical Cerrenaceae (Polyporales, Basidiomycota): a new species and a new combination from Brazil*”. Além disso, comentários sobre as demais espécies identificadas neste estudo, especialmente àquelas com classificação dúbia, são apresentados no Capítulo II, intitulado “**Comentários taxonômicos sobre as espécies identificadas**”.

## 4.1 CAPÍTULO I

*Studies on Neotropical Cerrenaceae (Polyporales, Basidiomycota): a new species and a new combination from Brazil*

## **4.2 CAPÍTULO II**

**Comentários taxonômicos sobre as espécies identificadas**

## 5 CONSIDERAÇÕES FINAIS

A taxonomia de fungos corticioides e hidnoides representa um complexo desafio a ser destrinchado nos dias atuais. O grupo apresenta relativa dificuldade de amostragem e classificação, uma vez que seus espécimes costumam se desenvolver escondidos sob troncos em decomposição e exigem minuciosas análises micromorfológicas para que se obtenha uma possível identificação. Além disso, por se tratar de um caractere ancestral, o hábito corticioide encontra-se amplamente distribuído nos clados da classe Agaricomycetes, o que torna comum a coleta de organismos morfológicamente similares, mas que pertencem a ordens distintas, tornando imprescindível a obtenção de dados moleculares para determinar suas circunscrições. Ainda assim, mesmo quando confirmados filogeneticamente, muitos espécimes necessitam de tratamentos taxonômicos para compreender a delimitação natural dos táxons, especialmente aqueles amostrados em regiões tropicais. Tudo isso costuma distanciar micólogos taxonomistas da área da “corticologia”, que vem acumulando problemas taxonômicos a serem resolvidos desde as primeiras tentativas de classificação da funga.

Esta corriqueira negligência que o grupo sofre no meio científico, esconde espécies a serem descritas que podem estar em perigo de extinção ou apresentar alguma atividade de interesse biotecnológico ou comercial. Nesse sentido, boa parte dos estudos realizados com fungos em outras áreas da biologia esbarram na necessidade de estudos taxonômicos que, quando não realizados por taxonomistas, podem mais atrapalhar do que ajudar na resolução dos problemas. Em vista disso, o presente estudo assumiu o desafio taxonômico e buscou contribuir com a diminuição deste déficit de conhecimento da funga corticioide neotropical. Neste sentido, em menos de dois anos, foram amostrados 58 táxons pertencentes a pelo menos 7 ordens e 16 famílias da classe Agaricomycetes. Com nossos achados, o estado do Rio Grande do Sul passa a ter 169 espécies de fungos corticioides registradas, levando-se em conta as 164 previamente levantadas por Baltazar (2014). No entanto, este número tende a aumentar consideravelmente, uma vez que diversos dos materiais coletados necessitam de análises mais aprofundadas para delimitar suas verdadeiras circunscrições e podem representar novos táxons a serem descritos. Destes, foi possível descrever pelo menos uma nova espécie do gênero *Irpiciporus* e apresentar uma nova combinação em *Cerrena*, contribuindo para a elucidação da diversidade neotropical da recente e ainda pouco estudada família Cerrenaceae (Polyporales).

Visando estudos futuros, merecem destaque os táxons identificados para os gêneros *Hypochnicium* e *Hyphoderma* que necessitam de rigorosas comparações morfológicas a coleções de herbário, especialmente tipos, para identificar a existência ou não de nomes antigos

que melhor representariam estas linhagens neotropicais. Além deles, os organismos identificados para o clado phlebioide, especialmente na família Meruliaceae, também se beneficiariam de revisões de herbário, assim como análises filogenéticas mais robustas e que busquem delimitar a circunscrição genérica destas linhagens neotropicais, assim como verificar a provável ocorrência de novas espécies. Neste sentido, merecem destaque os materiais aqui identificados como *aff. Noblesia crocea* que, segundo os dados obtidos, possivelmente representam um gênero novo a ser descrito para a ciência. Para tanto, reconhecemos que seria interessante sequenciar outros marcadores moleculares amplamente utilizados em estudo taxonômicos de fungos, como *tef-a* e *rpb1*, a fim de se obter maior robustez na reconstrução filogenética do clado.

Nesta perspectiva, a obtenção de dados moleculares a partir de espécimes corticioides também não costuma ser uma tarefa fácil. Por isso, também merece ser destacado as 81 novas sequências de ITS e LSU geradas a partir de 65 espécimes neotropicais neste estudo. Muitas delas representam os primeiros dados moleculares obtidos para os táxons no Neotrópico, sendo um valioso dado a ser incorporado em futuras análises filogenéticas. Neste sentido, vale destacar que este resultado só foi possível devido a realização de cultivos polispóricos dos espécimes. O processo de uso de culturas miceliais para extração de material genético é consideravelmente mais eficaz para obtenção de sequências de DNA de melhor qualidade, uma vez que evita a inclusão de pigmentos e outras estruturas presentes nos basidiomas, como cristais e hifas com paredes muito engrossadas. Além disso, a maioria dos fungos corticioides possuem basidiomas delgados ou pequenos demais para que se possa fazer a extração de modo eficaz e sem presença de contaminações. Desta forma, a extração feita a partir de culturas miceliais representa a maneira mais eficaz de se obter dados moleculares a partir de fungos corticioides e hidnoides. Ademais, esta prática também propicia a possibilidade de realização de estudos de cultivos das espécies, o que pode vir a fornecer mais caracteres que podem ser valiosos na delimitação e descrição de táxons.

Por fim, diversos dos problemas taxonômicos identificados e discutidos neste trabalho merecem atenção especial e de estudos mais aprofundados e com um maior tempo disponível para a sua resolução. Desta forma, a identificação destes problemas bem como a indicação de possíveis soluções é também um resultado importante obtido, uma vez que norteia e facilita estudos futuros a serem desenvolvidos por pesquisadores da área. Em vista disso, seguimos a linha deixada pelos três principais estudos realizados no Brasil a englobar estes organismos durante a última década (Baltazar, 2014; Chikowski, 2014; Motato-Vásquez, 2019), os quais foram e continuarão sendo importantes referências para os estudos taxonômicos sobre a funga

corticioide neotropical a serem realizados por futuros micologistas. Sem estes e outros tantos trabalhos constantemente aqui referenciados, a presente dissertação não seria possível.

Aos poucos, tem-se observado um maior interesse de cientistas e público geral pela funga, e a sua essencialidade nunca esteve tão evidente perante os mais diversos processos ecológicos e evolutivos que sustentam a vida na Terra. Em meio a tantas descobertas fascinantes, a taxonomia e sistemática de fungos, base para a realização de qualquer outro estudo na área, ainda carece de dados e pesquisadores interessados. Nesta perspectiva este trabalho buscou apresentar importantes dados a serem destrinchados futuramente, dando continuidade ao estudo acerca dos fungos corticioides no país, os quais ainda são pouco estudados e necessitam de mais taxonomistas engajados. Sendo assim, da mesma forma que outros cientistas nos inspiraram a tentar compreender a taxonomia dos fungos e nos debruçar sobre seus problemas, esperamos que as contribuições aqui apresentadas também sejam enriquecedoras para a formação de novos cientistas, e que cada vez mais pessoas se interessem por este complexo, mas tão rico, mundo dos fungos corticioides.

## REFERÊNCIAS

- ANTONELLI, A. *et al.* **State of the World's Plants and Fungi**. 2023. *Royal Botanical Garden, Kew*, p. 96, 2023.
- BALTAZAR, Juliano Marcon. **Estudo taxonômico de homobasidiomicetos corticioides (Agaricomycetes, Basidiomycota) na Região Sul do Brasil**. 2014. Tese (Doutorado em Botânica) Programa de Pós-Graduação em Botânica, Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, 2014.
- BALTAZAR, J. M. *et al.* A synopsis of stipitate corticioid fungi (Basidiomycota) from Southern Brazil. **Lilloa**, v. 59, p. 125–136, 2022.
- BALTAZAR, J. M.; SILVEIRA, R. M. B.; RAJCHENBERG, M. Type studies of J. Rick's corticioid homobasidiomycetes (Agaricomycetes, Basidiomycota) housed in the Herbarium Anchieta (PACA). **Phytotaxa**, v. 255, n. 2, p. 101, 2016.
- BERKELEY, M. J. **Outlines of British Fungology**. L. Reeve, London, 1860.
- BERNICCHIA, A; GORJÓN, S.P. 2010. **Corticiaceae s.l. Fungi Europaei n° 12**. Italy, Candusso.
- BINDER, M. *et al.* The phylogenetic distribution of resupinate forms across the major clades of mushroom-forming fungi (Homobasidiomycetes). **Systematics and Biodiversity**, [s. l.], v. 3, n. 2, p. 113–157, 2005.
- BOIDIN, J.; MUGNIER, J.; CANALES, R. Taxonomie moleculaire des Aphylophorales. **Mycotaxon** 66: 445–491, 1998.
- BONONI, V. L. R. Basidiomicetos do Parque Estadual da Ilha do Cardoso: I. Espécies hidnóides. **Rickia** 8: 63-74, 1979.
- BONONI-PENTEADO, V. L. **Basidiomycetes hidnóides da micota brasileira**. 1976. Tese (Doutorado em Ciências Naturais) Universidade de São Paulo, São Paulo, 1976.
- BONONI, V. L. R. Alguns basidiomicetos hidnóides da Região Amazônica. **Rickia**, 9:17-30, 1981.
- BONONI, V. L. R. Hydroid fungi from tropical America. *In*: , 1988, Eisenstadt, Austria. **Aphylophorales-Symposium**. Eisenstadt, Austria: Austrian Academy of Sciences, 1988. p. 73–88.
- BODDY, L.; FRANKLAND, J.C.; VAN WEST, P. **Ecology of Saprotrophic Basidiomycetes**. London, Academic Press. 372p, 2008.
- BRASIL, MINISTÉRIO DO MEIO AMBIENTE. **Mapa de Vegetação Nativa na Área de Aplicação da Lei no. 11.428/2006 – Lei da Mata Atlântica (ano base 2009)**. Brasília, 2015.
- BRENTANO, B.; FOLLMANN, F. M.; FOLETO, E. Contextualização Das Unidades De Conservação No Estado Do Rio Grande Do Sul, Brasil. **Ciência e Natura**, v. 37, n. 3, p. 536–554, 2015.
- CHEN, C. C.; CHEN, C. Y.; WU, S. H. Species diversity, taxonomy and multi-gene phylogeny of phlebioid clade (Phanerochaetaceae, Irpicaceae, Meruliaceae) of Polyporales. **Fungal**

**Diversity**, n. 2005, 2021.

CHEN, Che-Chih; WU, Sheng-Hua; CHEN, Chi-Yu. Hydnophanerochaete and Odontoefibula, two new genera of phanerochaetoid fungi (Polyporales, Basidiomycota) from East Asia. **MycologyKeys**, [s. l.], v. 39, n. September, p. 75–96, 2018.

CHIKOWSKI, Renata; LARSSON, Karl-Henrik; GIBERTONI, Tatiana Baptista. Taxonomic novelties in Trechispora (Trechisporales, Basidiomycota) from Brazil. **Mycological Progress**, v. 19, n. 12, p. 1403–1414, 2020.

CHIKOWSKI, Renata Dos Santos. **Fungos corticióides (agaricomycetes) em fragmento de mata atlântica em pernambuco**. 2014. Tese (Doutorado em Biologia de Fungos) Programa de Pós-Graduação em Biologia de Fungos, Universidade Federal de Pernambuco, Recife, 2014.

DAI, Yu-Cheng. A revised checklist of corticioid and hydroid fungi in China for 2010. **Mycoscience**, [s. l.], v. 52, n. 1, p. 69–79, 2011.

DE KOKER, Theodorus H. *et al.* Phylogenetic relationships of the genus Phanerochaete inferred from the internal transcribed spacer region. **Mycological Research**, [s. l.], v. 107, n. 9, p. 1032–1040, 2003.

DONK, M. A. A conspectus of the families of Aphyllophorales. **Persoonia** 3: 199–324, 1964.

FENG, Bang *et al.* Multilocus phylogenetic analyses reveal unexpected abundant diversity and significant disjunct distribution pattern of the Hedgehog Mushrooms (*Hydnum* L.). **Scientific Reports**, [s. l.], v. 6, n. 1, p. 25586, 2016.

FIDALGO, Oswaldo. Rick, o Pai da Micologia Brasileira. **Rickia**, [s. l.], v. 1, p. 3–11, 1962.

FLOUDAS, Dimitrios; HIBBETT, David S. Revisiting the taxonomy of Phanerochaete (Polyporales, Basidiomycota) using a four gene dataset and extensive ITS sampling. **Fungal Biology**, [s. l.], v. 119, n. 8, p. 679–719, 2015.

FRIES, E. M. **Systema mycologicum I**. Ex officina Berlingiana, Lund, 1821.

FRIES, E. M. **Hymenomycetes Europaei**. E. Berling, Uppsala, 1874.

GORJÓN, S. P. Genera of corticioid fungi: keys, nomenclature and taxonomy. **Studies in Fungi**, [s. l.], v. 5, n. 1, p. 125–309, 2020.

GORJÓN, S. P.; DE JESUS, M. A. Some new species and new records of corticioid fungi (Basidiomycota) from the Brazilian Amazon. **Phytotaxa**, v. 67, n. 1, p. 38, 2012.

GRESLEBIN, Alina; NAKASONE, Karen K.; RAJCHENBERG, Mario. Rhizochaete, a new genus of phanerochaetoid fungi. **Mycologia**, [s. l.], v. 96, n. 2, p. 260–271, 2004.

HAWKSWORTH, David L.; LÜCKING, Robert. Fungal Diversity Revisited: 2.2 to 3.8 Million Species. **Microbiology Spectrum**, [s. l.], v. 5, n. 4, 2017.

HE, Mao-Qiang *et al.* Notes, outline and divergence times of Basidiomycota. **Fungal Diversity**, v. 99, n. 1, p. 105–367, 2019.

HIBBETT, D. S. Trends in morphological evolution in Homobasidiomycetes inferred using maximum likelihood: a comparison of binary and multistate approaches. **Systematic Biology** 53, 889–903. 2004.

- HIBBETT, D. S. *et al.* A higher-level phylogenetic classification of the Fungi. **Mycol. Res.** 111(5): 509–547, 2007.
- HIBBETT, D. S.; THORN, R. G. Basidiomycota: Homobasidiomycetes. In: McLaughlin, D. J.; McLaughlin, E. G.; Lemke, P. A. (eds). **The Mycota VII Part B**. Systematics and Evolution. Berlin Heidelberg, Springer-Verlage. p. 121-168, 2001.
- HJORTSTAM, K. New corticioid taxa from Brazil, with a brief discussion on *Hydnum setulosum* (Basidiomycotina). **Kew Bulletin**, v. 54, p. 755–761, 1999.
- HJORTSTAM, K.; BONONI, V. L. R. Fungos corticióides do Brasil (Aphyllophorales). **Rickia** 13:113–125, 1986.
- HJORTSTAM, K.; BONONI, V. L. R. A contribution to the knowledge of Corticiaceae s.l. (Aphyllophorales) in Brazil. **Mycotaxon** 28(1): 1-15, 1987.
- HJORTSTAM, K; LARSSON, K. H.; RYVARDEN, L. 1988. **The Corticiaceae of North Europe, Vol. 1**. Oslo, Fungi Flora.
- HJORTSTAM K.; LARSSON, K. H. Annotated check-list to genera and species of corticioid fungi (Aphyllophorales, Basidiomycotina) with special regards to tropical and subtropical areas. *Windahlia* 21: 1–75. 1995.
- HJORTSTAM, K.; RYVARDEN, L. Studies in tropical Corticiaceae (Basidiomycetes) IV. Type studies of taxa described by J. Rick. **Mycotaxon** 15: 261–276, 1982.
- HJORTSTAM, K.; RYVARDEN, L. Checklist of corticioid fungi (Basidiomycotina) from the tropics, subtropics and the southern hemisphere. **Synopsis Fungorum** 22: 27–146, 2007.
- JACOB, Michelle Cristine Medeiros *et al.* Food Biodiversity as an Opportunity to Address the Challenge of Improving Human Diets and Food Security. **Ethnobiology and Conservation**, [s. l.], v. 12, n. February, 2023.
- JAMES, Timothy Y. *et al.* Toward a Fully Resolved Fungal Tree of Life. **Annual Review of Microbiology**, [s. l.], v. 74, n. 1, p. 291–313, 2020.
- JARAMILLO-RIOFRÍO, Andrea *et al.* Screening of Antibacterial Activity of Some Resupinate Fungi, Reveal *Gloeocystidiellum lojanense* sp. nov. (Russulales) against *E. coli* from Ecuador. **Journal of Fungi**, [s. l.], v. 9, n. 1, p. 54, 2022.
- JUSTO, Alfredo *et al.* A revised family-level classification of the Polyporales (Basidiomycota). **Fungal Biology**, [s. l.], v. 121, n. 9, p. 798–824, 2017.
- KIRK, P. M. *et al.* **Dictionary of the Fungi, 10th edition**. [S. l.: s. n.], 2008.
- KUHAR, Francisco *et al.* Delimitation of Funga as a valid term for the diversity of fungal communities: The Fauna, Flora & Funga proposal (FF & F). **IMA Fungus**, [s. l.], v. 9, n. 2, p. 71–74, 2018.
- LARSSON, Karl-Henrik. Molecular phylogeny of *Hyphoderma* and the reinstatement of *Peniophorella*. **Mycological Research**, [s. l.], v. 111, n. 2, p. 186–195, 2007a.
- LARSSON, Karl-Henrik. Re-thinking the classification of corticioid fungi. **Mycological Research**, [s. l.], v. 111, n. 9, p. 1040–1063, 2007b.

- LEWINSOHN, T. M.; PRADO, P. I. How many species are there in Brazil? **Conservation Biology**, 19 (3): 619–624, 2005.
- MAAS GEESTERANUS, R. A. Notes on *Hydnums*. **Persoonia**, Leiden, 3(3): 341-384, 1960.
- MAAS GEESTERANUS, R. A. Studies in the genera *Irpex* and *Steccherinum*. **Persoonia**, Leiden, 7(4): 443-591, 1974a.
- MAAS GEESTERANUS, R. A. A handful of South American *Hydnums*. Proc. K. ned. Akad. Wer., Amsterdam, 77 (3): 228-238. 1974b.
- MIETTINEN, Otto *et al.* Comprehensive taxon sampling reveals unaccounted diversity and morphological plasticity in a group of dimitic polypores (Polyporales, Basidiomycota). **Cladistics**, [s. l.], v. 28, n. 3, p. 251–270, 2012.
- MORENO, G. *et al.* Reappraisal of *Climacodon* (Basidiomycota, Meruliaceae) and reinstatement of *Donkia* (Phanerochaetaceae) using multigene data. **Phytotaxa**, [s. l.], v. 291, n. 3, p. 171, 2017.
- MOTATO-VÁSQUEZ, Viviana. **Sistemática do clado Phlebioide (Basidiomycota, Polyporales) e fungos corticioides relacionados, com ênfase em espécimes coletados no sul e sudeste da Mata Atlântica Brasileira**. 2019. Tese de Doutorado, Instituto de Botânica, São Paulo, 2019.
- MUELLER, G. M.; SCHMIDT, J. P. Fungal Biodiversity: what do we know? What do we predict? **Biodiversity and Conservation** 16: 1–5, 2007.
- NAKASONE, Karen K.; LINDNER, Daniel L. Taxonomy of *Pseudolagarobasidium* (Polyporales, Basidiomycota). **Fungal Diversity**, [s. l.], v. 55, n. 1, p. 155–169, 2012.
- NAKASONE, Karen K.; ORTIZ-SANTANA, Beatriz; HE, Shuang-Hui. Taxonomic studies of crust fungi with spines in *Radulomyces*, *Sarcodontia*, and the new genus *Noblesia*. **Mycological Progress**, [s. l.], v. 20, n. 11, p. 1479–1501, 2021.
- NAKASONE, Karen; ORTIZ-SANTANA, Beatriz. New Species and Combinations in the *Cerrenaceae* (Polyporales, Basidiomycota). **Lilloa**, [s. l.], v. 59, p. 89–113, 2022.
- NARANJO-ORTIZ, Miguel A.; GABALDÓN, Toni. Fungal evolution: diversity, taxonomy and phylogeny of the Fungi. **Biological Reviews**, [s. l.], v. 94, n. 6, p. 2101–2137, 2019.
- NISKANEN, Tuula *et al.* Pushing the Frontiers of Biodiversity Research: Unveiling the Global Diversity, Distribution, and Conservation of Fungi. **Annual Review of Environment and Resources**, [s. l.], v. 48, n. 22.1, p. 1–28, 2023.
- PARMASTO, E. Corticioid fungi: a cladistic study of a para- phyletic group. **Canadian Journal of Botany**. 73, S843-S852, 1995.
- PATOUILLARD, N. **Essai taxonomique sur les familles et les genres des Hyménomycètes**. Lucien Declume, Lons-le-Saunier, 1900.
- PERSOON, C. H. **Synopsis Methodica Fungorum**. Henricum Dieterich, Gottingen, 1801.
- RAJCHENBERG, Mario. Type studies of Polyporaceae (Aphyllphorales) described by J. Rick. **Nordic Journal of Botany**, [s. l.], v. 7, p. 553–568, 1987.

- RAYNER, A. D. M. Fungi, a vital component of ecosystem function in woodland. In: ALLSOPP, D.; COLWELL, R. R.; HAWKSWORTH, D. L. (eds.). **Microbial Diversity and Ecosystem Function**. Cambridge, University Press. p. 231-251, 1995.
- REA, C. British Basidiomycetae: A handbook to the larger British fungi. 799 pp, 1922.
- RICK, J. Hidnaceaes Riograndensis. **Egatea**, Porto Alegre, 17 (1-2): 1-9, 1932a.
- RICK, J. Hidnaceaes Riograndensis. **Egatea**, Porto Alegre, 17 (4-5): 209-2012, 1932b.
- RICK, J. Hidnaceaes Riograndensis. **Egatea**, Porto Alegre, 18 (1-2): 39-46, 1933.
- RICK, J. Basidiomycetes Eubasidii in Rio Grande do Sul — Brasilia. 2. Thelephoraceae. **Iheringia, Bot.** 4: 61–124, 1959a.
- RICK, J. Basidiomycetes Eubasidii in Rio Grande do Sul — Brasilia. 3. Hypochnaceae, Clavariaceae, Craterellaceae, Hydaceae. **Iheringia, Bot.** 5: 125–192, 1959b.
- RICK, J. Basidiomycetes Eubasidii in Rio Grande do Sul — Brasilia. 4. Meruliaceae, Polyporaceae, Boletaceae. **Iheringia, Bot.** 7: 193–295, 1960.
- RIEBESEHL, Janett; LANGER, Ewald. Hyphodontia s.l. (Hymenochaetales, Basidiomycota): 35 new combinations and new keys to all 120 current species. **Mycological Progress**, [s. l.], v. 16, n. 6, p. 637–666, 2017.
- RODRIGUES, C. L. M. **Corticaceae Herter s.l. (Basidiomycota) em morros da Região Metropolitana de Porto Alegre, Rio Grande do Sul, Brasil**. 2005. Tese de Doutorado, Programa de Pós-Graduação em Botânica, Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, 2005.
- RODRIGUES, César Luiz M.; GUERRERO, Rosa T. Corticioid basidiomycetes on the bark of living trees from Porto Alegre, Brazil. **Mycotaxon**, [s. l.], v. 122, n. 1, p. 7–23, 2013.
- RYVARDEN, Leif. **Neotropical polypores Part 2: Polyporaceae Abortiporus - Nigroporus**. Oslo, Norway: FUNGIFLORA A/S, 2015.
- SÁNCHEZ-GARCÍA, Marisol *et al.* Fruiting body form, not nutritional mode, is the major driver of diversification in mushroom-forming fungi. **Proceedings of the National Academy of Sciences**, [s. l.], v. 117, n. 51, p. 32528–32534, 2020.
- SINGER, R. **The AGARICALES (Mushrooms) in modern taxonomy**. Lilloa. Tucuman, 22: 832p. 1951.
- SOS MATA ATLÂNTICA & INSTITUTO NACIONAL DE PESQUISAS ESPACIAIS - INPE. **Atlas dos remanescentes florestais da Mata Atlântica, Período 2008 a 2012**. 2011. Disponível em: <http://www.sosma.org.br>.
- SPATAFORA, Joseph W. *et al.* The Fungal Tree of Life: from Molecular Systematics to Genome-Scale Phylogenies. **Microbiology Spectrum**, [s. l.], v. 5, n. 5, 2017.
- SPIRIN, Viacheslav *et al.* On Sistotremastrum and similar-looking taxa (Trechisporales, Basidiomycota). **Mycological Progress**, [s. l.], v. 20, n. 4, p. 453–476, 2021.
- TEDERSOO, Leho *et al.* High-level classification of the Fungi and a tool for evolutionary ecological analyses. **Fungal Diversity**, [s. l.], v. 90, n. 1, p. 135–159, 2018.

- TELLERIA, M. Teresa *et al.* A re-evaluation of *Hypochnicium* (Polyporales) based on morphological and molecular characters. **Mycologia**, [s. l.], v. 102, n. 6, p. 1426–1436, 2010.
- VARGA, Torda *et al.* Megaphylogeny resolves global patterns of mushroom evolution. **Nature Ecology & Evolution**, [s. l.], v. 3, n. 4, p. 668–678, 2019.
- VIRÁGH, Máté *et al.* Evolutionary Morphogenesis of Sexual Fruiting Bodies in Basidiomycota: Toward a New Evo-Devo Synthesis. **Microbiology and Molecular Biology Reviews**, v. 26, n. ii, 2021.
- VONDRÁK, Jan *et al.* Alcobiosis, an algal-fungal association on the threshold of lichenisation. **Scientific Reports**, [s. l.], v. 13, n. 1, p. 1–13, 2023.
- WANG, Xue-Wei *et al.* Towards a Natural Classification of Hyphodontia Sensu Lato and the Trait Evolution of Basidiocarps within Hymenochaetales (Basidiomycota). **Journal of Fungi**, [s. l.], v. 7, n. 6, p. 478, 2021.
- WATKINSON, S. C.; BODDY, L.; MONEY, N. P. **The Fungi**. 3<sup>a</sup> edição. Boston: Academic Press, 2016.
- WESTPHALEN, Mauro C. *et al.* Additions to the knowledge of hydroid Steccherinaceae: Cabalodontia, Etheirodon, Metuloidea, and Steccherinum. **Mycologia**, [s. l.], v. 113, n. 4, p. 791–806, 2021.
- WIJAYAWARDENE, NN. Outline of Fungi and fungus-like taxa. **Mycosphere**, [s. l.], v. 11, n. 1, p. 1060–1456, 2020.
- WILLIS, K J (ed.). **State of the World's Fungi 2018**. 2018.
- YURCHENKO, Eugene; RIEBESEHL, Janett; LANGER, Ewald. Clarification of *Lyomyces sambuci* complex with the descriptions of four new species. **Mycological Progress**, [s. l.], v. 16, n. 9, p. 865–876, 2017.
- ZHAO, Changlin *et al.* Multi-Gene Phylogeny and Taxonomy of the Wood-Rotting Fungal Genus *Phlebia* sensu lato (Polyporales, Basidiomycota). **Journal of Fungi**, [s. l.], v. 9, n. 3, p. 320, 2023.