

Universidade Federal de Pernambuco
Centro de Ciências Biológicas
Pós Graduação em Biologia de Fungos

ADRIENE MAYRA DA SILVA SOARES

**RIQUEZA DE FUNGOS POROIDES (AGARICOMYCETES) NA AMAZÔNIA
ORIENTAL BRASILEIRA**

Recife
2017

ADRIENE MAYRA DA SILVA SOARES

**RIQUEZA DE FUNGOS POROIDES (AGARICOMYCETES) NA AMAZÔNIA
ORIENTAL BRASILEIRA**

Tese apresentada ao Curso de Pós-Graduação em Biologia de Fungos da Universidade Federal de Pernambuco, como requisito parcial à obtenção do título de Doutor em Biologia de Fungos.

Orientador: Prof. Dr. Tatiana Baptista Gibertoni

Recife
2017

Catálogo na fonte
Elaine Barroso
CRB 1728

Soares, Adriene Mayra da Silva

Riqueza de fungos poroides (Agaricomycetes) na Amazônia Oriental brasileira. / Recife: O Autor, 2017.

126 folhas: il., fig., tab.

Orientadora: Tatiana Baptista Gibertoni

Tese (doutorado) – Universidade Federal de Pernambuco. Centro de Biociências. Biologia de Fungos, Recife, 2017.

Inclui referências e apêndices

1. Basidiomycota 2. Filogenia 3. Amazônia I. Gibertoni, Tatiana Baptista (orient.) II. Título

579.59

CDD (22.ed.)

UFPE/CCB-2017- 554

ADRIENE MAYRA DA SILVA SOARES

**RIQUEZA DE FUNGOS POROIDES (AGARICOMYCETES) NA AMAZÔNIA
ORIENTAL BRASILEIRA**

Tese apresentada ao Curso de Pós-Graduação
em Biologia de fungos da Universidade
Federal de Pernambuco, como requisito parcial
à obtenção do título de mestre em Biologia de
Fungos.

Aprovada em: 17/05/2017

COMISSÃO EXAMINADORA

Dra. Tatiana Baptista Gibertoni
Departamento de Micologia, UFPE.

Dra. Laise de Holanda Cavalcanti Andrade
Departamento de Botânica, UFPE.

Dra. Elaine Malosso
Departamento de Micologia, UFPE.

Dr. Augusto César Pessôa Santiago
Departamento de Botânica, UFPE.

Dra. Bianca Denise Barbosa da Silva
Departamento de Botânica, UFBA.

Aos meus amores, Afonso e Silvana.

AGRADECIMENTOS

Agradeço a Jeová Deus, acima de tudo, por ter me dado vida e por mais uma etapa concluída.

Aos meus pais, Afonso e Silvana Soares, pelo apoio financeiro e o esforço que fizeram para que nada me faltasse, pelo amor e dedicação e orientações para que eu fizesse escolhas certas.

As minhas queridas amigas-irmãs Mari e Mayara pela ajuda, carinho, amor e apoio na minha vida.

À Dra. Tatiana Baptista Gibertoni, pela orientação neste trabalho, paciência e dedicação, pelo respeito e compreensão e principalmente e pela confiança em mim depositada.

Ao meu amigo Helio Plautz, tanto na minha vida pessoal, mas especialmente na profissional.

À Universidade Federal de Pernambuco e aos professores que foram muito importantes na minha formação.

Ao Museu Paraense Emílio Goeldi pela infraestrutura para realização deste trabalho.

Ao Programa de Pós-graduação em Biologia de Fungos pelo suporte financeiro na minha formação.

Ao IBAMA e ICMBIO pela licença na coleta de fungos e em especial apoio logístico de campo na FLONA do Amapá e Saracá-Taquera.

À Dra. Helen Sotão, por sua contribuição, amizade construída e por todas as oportunidades ofertadas.

Ao Dr. Karl Henrik Larsson, Museu de História Natural de Oslo, pela recepção, orientação e cuidado no doutorado Sanduiche na Noruega.

Ao Dr Leif Ryvarden, Universidade de Oslo, Noruega, pela orientação no Doutorado sanduíche.

Ao Dr. Alexandre Aleixo, à MSc. Cinthia Helena, MSc Joice, MSc Tibério e MSc Leonardo, além de toda equipe do Laboratório de Biologia Molecular do MPEG, pela concessão do uso deste laboratório, orientação e paciência em me auxiliarem nas etapas de extração, sequenciamento e interpretação dos dados moleculares.

Aos técnicos do MPEG, Sr. Mário Rosa; aos guias de campo, Sr. Davi, Sr. Galvão e Sr. Luís Carlos pelo suporte e apoio do trabalho de campo.

Aos técnicos do herbário URM e MG, especialmente ao João (URM), por toda ajuda sempre que precisei.

Aos meus colegas de Laboratório, Georgea Nogueira, Victor Coimbra, Nelson Lima, Rayan Rento, Carla Lira, Edvaldo Junior pela ajuda nas coletas, identificações, sugestões e todo apoio ao meu trabalho.

A todas as pessoas que convivi e que tanto contribuíram de alguma forma para a realização deste trabalho, como na minha formação e meu amadurecimento nestes anos.

Ao fascinante reino dos fungos, que me encantam a cada dia.

“Dediquei-me a adquirir sabedoria e a observar toda a atividade realizada na terra, e até mesmo fiquei sem dormir, dia e noite.

Então eu considerei todo o trabalho do verdadeiro Deus e percebi que a humanidade não é capaz de compreender o que acontece debaixo do sol. Por mais que os homens tentem, não podem compreender. Mesmo que digam que são bastante sábios para entender, não são capazes de compreender”.

Eclesiaste 8:16, 17

RESUMO

Os Agaricomycetes poroides são caracterizados pela presença do himenóforo tubular que, quando visto frontalmente, apresenta-se em forma de poros. A maioria dos representantes deste grupo degrada a madeira morta, sendo assim chamados de lignocelulolíticos, mas também são encontrados no solo ou, mais raramente, parasitando espécies vegetais. A fim de ampliar o conhecimento sobre a riqueza desse grupo de fungos na Amazônia brasileira, foram realizadas 13 coletas em cinco áreas de floresta ombrófila densa neste bioma. Foram identificados, morfológica e/ou molecularmente, 1998 espécimes que corresponderam a 191 espécies de Agaricomycetes poroides, distribuídas em 11 famílias e cinco ordens. Dessas, 13 são espécies novas para ciência, uma para o Neotrópico, uma para a América do Sul, 18 para o Brasil e 21 para a Amazônia. Apenas 13 espécies ocorreram em todas as áreas. As espécies novas *Ceriporia paralacerata*, *Fomitopsis roseoalba*, *Rhodofomitopsis flabellata*, *Phanerochaete paraensis*, *Perenniporia brasiliensis*, *Steccherinum amapaense*, *Tyromyces amazonicus* e *Tyromyces angulatus* foram determinadas através de dados morfológicos e moleculares. Das demais espécies novas, não foram obtidos dados moleculares e preferiu-se não descrevê-las, uma vez que estes dados tem se mostrado imprescindíveis na confirmação de espécies. Este estudo foi um dos que apresentou uma das maiores riquezas encontradas na Amazônia brasileira.

Palavras-chave: *Basidiomycota*, *Polyporales*, micobiota, taxonomia, filogenia.

ABSTRACT

The poroid Agaricomycetes are mainly characterized by the tubular hymenophore, which seems poroid frontally. Most species decay wood, being known as lignocelulolytic; however, they are found on soil or, rarely, on plant hosts. In order to increase the knowledge about this group of fungi in the Brazilian Amazonia, 13 field trips were carried in this biome. In the present study, 1,998 specimens were indentified, representing 191 species, belonging to 11 families and five orders. Among them, 13 are new species to science; one is a new record to the Neotropics and one to South America, 18 to Brazil, and 21 to the Brazilian Amazonia. Only 13 species were common in all areas. The new species *Ceriporia paralacerata*, *Fomitopsis roseoalba*, *Rhodofomitopsis flabellata*, *Phanerochaete paraensis*, *Perenniporia brasiliensis*, *Steccherinum amapaense*, *Tyromyces amazonicus* e *T. angulatus* were determined through morphological and molecular data. Molecular data were not acquired from the other new species, and it was chosen not to describe them, since these data has been shown to be indispensable for the confirmation of new species. This study recovered one of the richest mycobiota in the Brazilian Amazonia.

Key-words: *Basidiomycota*, *Polyporales*, mycobiota, taxonomy, phylogeny.

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO	12
2 FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA.....	14
2.1 Conhecimento de Agaricomycetes Poroides na Amazônia brasileira	14
2.2 Estudos moleculares em Agaricomycetes poroides.....	16
3 OBJETIVOS	19
3.1 Objetivo geral	19
3.2 Objetivos específicos.....	20
4 PROCEDIMENTOS METODOLÓGICOS.....	19
4.1 Áreas de estudo.....	19
4.2 Coletas, identificação e herborização dos espécimes	23
4.3 Extrações de DNA e análises moleculares.	24
5 RESULTADOS E DISCUSSÃO	42
5.1 Riqueza de espécies de Agaricomycetes poroides na Amazônia oriental brasileira	42
5.2 Taxonomia Molecular de fungos poroides	59
5.2.1 Clado "Antrodia"	59
5.2.2 Clado "phlebioid"	64
5.2.3 Clado "residual polyporoid"	70
5.2.4 Serpulaceae Jarosch & Bresinsky	75
5.3 Demais espécies novas	78
6 CONCLUSÕES.....	79
REFERÊNCIAS	80
APÊNDICE A– FUNGAL DIVERSITY NOTES 491–602: TAXONOMIC AND PHYLOGENETIC CONTRIBUTIONS TO FUNGAL TAXA.....	90
APÊNDICE B– NEW SPECIES OF <i>FOMITOPSIS</i> P. KARST. FROM BRAZILIAN AMAZONIA	100
APÊNDICE C– ONE NEW SPECIES, ONE NEW COMBINATION AND NOTES ON SPECIES OF FOMITOPSIDACEAE (AGARICOMYCETES, POLYPORALES)	109

1 INTRODUÇÃO

A classe Agaricomycetes é um grupo de fungos macroscópicos com características bastante diversas, tanto do ponto de vista anatômico quanto fisiológico, ecológico e genético (Binder *et al.* 2013). Uma característica peculiar apresentada por uma parcela de indivíduos desta classe é a presença de himenóforo tubular que, quando visto frontalmente, apresenta-se em forma de poros (Alexopoulos *et al.* 1996). Apesar de compartilharem esta característica, os denominados fungos poroides estão distribuídos em várias ordens, transformando-se em um exemplo de convergência morfológica entre os diferentes grupos para aumento da superfície formadora de esporos (Hibbett & Binder 2002).

Embora atuem como parasitas oportunistas e façam parte de relações simbióticas com raízes de vegetais (Hibbett 2006, Petersen 2012), estes fungos são conhecidos pela sua capacidade de degradação de matéria orgânica. A maioria das espécies é lignocelulolítica; isto é, capaz de degradar hemi-celulose, celulose e/ou lignina a partir de materiais vegetais lenhosos mortos através de um aparato enzimático composto de celulasas e ligninases (Floudas *et al.* 2012). São encontrados também no solo e desempenham papel fundamental na ciclagem de nutrientes em diferentes ecossistemas (Blackwell *et al.* 2006).

De acordo com os tipos de enzimas apresentados e de que forma os diferentes constituintes da madeira são degradados, os fungos podem ser classificados como causadores de podridão branca ou podridão marrom, segundo as características morfológicas apresentadas pelo substrato em decomposição (Ferraz 2010). A presença de um sistema não específico capaz de decompor celulose e lignina proporcionou a este grupo de fungos um grande potencial biotecnológico, com uso reconhecido nas áreas da medicina, farmácia, indústria alimentícia e na recuperação ambiental através de processos de biodegradação e biorremediação de solos contaminados (Ruiz-Dueñas & Martínez 2009).

Poucas espécies que decompõem madeira são também conhecidas como patógenos de humanos e de plantas, além de muitas outras espécies serem empregadas em estudos genéticos e fisiológicos envolvendo a interação e formação do micélio dicariótico (*mating*), importante na estruturação populacional e aquisição de variabilidade genética (Sigler *et al.* 1995, Ohm *et al.* 2010, Stajich *et al.* 2010, Seierstad *et al.* 2013).

Geralmente, os fungos poroides apresentam uma ampla distribuição geográfica. Uma espécie pode ser cosmopolita ou ser dependente de vários fatores abióticos que podem se transformar em limitantes espaciais (Ryvarden 1991). O sucesso evolutivo de qualquer organismo depende de sua habilidade em fazer um balanço positivo entre os fatores

estimulantes e inibitórios do ambiente. Assim, a distribuição das espécies não depende apenas das condições climáticas, mas também da quantidade e disponibilidade de matéria orgânica, da diversidade de microhabitats, das características próprias do indivíduo e da interação com outros organismos presentes no ecossistema (Tsuneda 1982, Cooke & Whipps 1993).

Até o momento, cerca de 3.000 espécies de Agaricomycetes poroides foram descritas (Kirk *et al.* 2008). Um total de 575 espécies foi identificado nos diferentes biomas brasileiros, sendo 230 encontradas na Amazônia brasileira (<http://floradobrasil.jbrj.gov.br>). Estes dados revelam o potencial que se espera da maior floresta tropical do mundo, uma vez que apenas 36% das espécies descritas para este grupo de fungos no Brasil foram identificadas a partir de coletas neste bioma, caracterizado por uma notável riqueza e diversidade de espécies, aliados a elevados índices de endemismo (Capobianco *et al.* 2001).

Um considerável esforço de amostragem também se faz necessário a fim de se identificar os padrões e as interações ecológicas entre as espécies, dada a escassez de estudos que abordem esse assunto na Amazônia (Gibertoni 2008, Gibertoni *et al.* 2016). Entretanto, o habitat natural dos fungos poroides vem sendo gradativamente alterado pela ação humana, o que torna a tarefa desafiadora. Espécies com suas propriedades médicas e biotecnológicas estão desaparecendo mesmo antes de serem descobertas, provocando um impacto inestimável para o conhecimento humano (Tabarelli & Silva 2002).

A posição taxonômica atual de alguns fungos poroides continua incerta devido a grande convergência dos caracteres morfológicos (Hibbett *et al.* 2014). Frente à limitação imposta pela identificação morfológica convencional relacionada a esse grupo, o uso de abordagens moleculares é imprescindível na determinação das espécies, visando elucidar os complexos morfologicamente semelhantes e as relações intergenéricas problemáticas (Hibbett 2006).

Desse modo, este estudo visa ampliar o conhecimento sobre a riqueza desse grupo de fungos na Amazônia brasileira e sobre a delimitação dos seus táxons, através de um inventário taxonômico das famílias e descrição de novas espécies para o bioma por meio da taxonomia clássica e análises moleculares.

2 FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA

2.1 Conhecimento sobre Agaricomycetes poroides na Amazônia brasileira

Os estudos de Hennings (1904, 1905) são os mais antigos conhecidos envolvendo fungos poroides na Amazônia. Após estudar as coleções de Ernesto Ule, 41 espécies poroides foram registradas para o estado do Amazonas. Anos depois, Torrend (1920, 1924, 1935, 1938) contribuiu para o acréscimo desta diversidade, identificando 40 espécies em uma série de estudos realizados no mesmo estado.

Um inventário efetuado na região dos rios Jarú e Ji-Paraná, no estado de Rondônia, identificou 28 espécies relacionadas a fungos poroides (Capelari & Maziero 1988). Bononi (1992) apresentou um estudo sobre a diversidade de fungos macroscópicos no estado do Acre, dentre os quais obteve 20 espécies poroides. Silva e Minter (1995) também registraram 39 espécies para o Amapá, Amazonas e Pará.

Para o Estado do Amazonas, Jesus (1995) cita 163 espécies de fungos macroscópicos lignícolas, entre estas 75 poroides. Ainda, Jesus (1996) divulgou uma lista com 64 taxa de basidiomicetos coletados na ilha de Maracá, Roraima, tendo as famílias Corticiaceae e Polyporaceae como as mais abundantes em número de espécies identificadas, sendo relatadas 27 espécies poroides. Anos mais tarde, Jesus & Ryvarden (2010) descreveram mais uma nova espécie, *Perenniporia amazonica* M. A. de Jesus & Ryvarden, nesta última região.

O Pará é um dos estados da região norte do país mais estudados em relação ao grupo de fungos poroides, independente do ecossistema analisado, como os manguezais. Estudos abordando este ecossistema costeiro de transição demonstraram sua importância dentro do contexto de diversidade, relatando 10 espécies de fungos poroides encontrados no litoral norte, inclusive o primeiro registro para o Brasil de *Phellinus mangrovicus* (Imaz.). Imaz. (Campos & Cavalcanti 2000, Sotão *et al.* 2002a).

Nos anos seguintes, a riqueza de espécies de fungos macroscópicos das regiões insulares paraenses também foi pesquisada, com a apresentação de 19 táxons de Agaricomycetes na ilha de Maiandeuá (também conhecida como ilha de Algodoal, município de Maracanã), sendo nove identificadas como poroides. Esta riqueza foi comparada a apresentada por ilhas de outras regiões da região norte brasileira, como a ilha de Maracá, no estado do Amapá (Sotão *et al.* 2003, Campos *et al.* 2005).

Para a Floresta Nacional (FLONA) de Caxiuanã, ainda no Pará, os estudos foram iniciados por Sotão *et al.* (1997, 2002b, 2009) e continuados por Martins-Junior *et al.* (2008, 2011), Gibertoni *et al.* (2012, 2013), Medeiros & Ryvarden (2011), Medeiros *et al.* (2012, 2013), sendo até o momento registradas 127 espécies para a área.

No estado de Rondônia, *Coltricia globispora* Gomes-Silva, Ryvarden & Gibertoni foi descrita para a ciência como uma nova espécie de fungo poroide coletado por Gomes-Silva *et al.* (2009a). Estes autores ainda registraram novas ocorrências de outras espécies da família Hymenochaetaceae para o Brasil, Amazônia brasileira e para o estado, cujos espécimes foram coletados no Parque Natural Municipal de Porto Velho (RO). Gomes-Silva *et al.* (2011) apresentaram *Ganoderma citriporum* Ryvarden & Iturriaga, *G. multicornum* Ryvarden, *G. zonatum* Murrill como novos registros da família Ganodermataceae para o Brasil.

No estado do Amapá, dentre os estudos existentes sobre fungos macroscópicos poroides, destaca-se o de Sotão *et al.* (1991), com a apresentação de uma lista de 33 espécies de Agaricomycetes oriundas de manguezais da Estação Ecológica da Ilha de Maracá. Por sua vez, Sotão & Figueredo (1996) referiram a utilidade do fungo *Pycnoporus sanguineus* (L.: Fr.) Murrill no acabamento de peças de cerâmica em Maruanum. Para a FLONA do Amapá, Soares *et al.* (2014a) relataram a nova espécie *Ceriporia amazonica* Soares, Sotão & Ryvarden e, ainda no mesmo ano, apresentaram uma nova lista para o estado com 97 espécies e *Junghunhia subundata* (Murrill.) Ryvarden e *Wrightoporia tropicalis* (Cooke) Ryvarden como novos registros para a Amazônia (Soares *et al.* 2014b).

Estudos baseados em revisões de herbários demonstram sua importância e contribuição para o status quo sobre o conhecimento deste grupo de fungos macroscópicos na Amazônia. As pesquisas realizadas por Gomes-Silva & Gibertoni (2009a) e Gomes-Silva *et al.* (2010, 2011, 2012a, 2012b, 2012c, 2013, 2014) apresentaram cinco novas espécies para a ciência, três novos registros para o país, 11 para a região Amazônica e a nova combinação de *Inonotus calcitratus* (Berk. & M.A. Curtis) Gomes-Silva & Gibertoni ($\equiv$ *Polyporus calcitratus* Berk. & M.A. Curtis), além de inúmeros novos registros para os diversos estados da Amazônia brasileira.

Um checklist realizado para a Amazônia baseado em revisões de herbários e da literatura no ano de 2009 apontou que 161 espécies poroides eram conhecidas (Gomes-Silva & Gibertoni 2009b). Sete anos depois, segundo a Lista de Espécies da Flora do Brasil (<http://floradobrasil.jbrj.gov.br/>), são registradas 230 espécies de fungos poroides neste bioma, um acréscimo de aproximadamente 43% no número de táxons reconhecidos.

Além dos estudos taxonômicos, apenas dois estudos ecológicos foram realizados para a Amazônia brasileira. Gibertoni (2008) Observou-se que o maior número de ocorrências de basidioma de fungos poroides ocorreu em troncos com diâmetros maiores e em estágio de decomposição inicial e com preferência por espécies arbóreas como *Guatteria* sp. (Annonaceae), *Licania* sp. (Chrysobalanaceae) e *Pseudopiptadenia* sp. (Fabaceae). Gibertoni

et al. (2015) demonstraram que a distribuição dos fungos poroides não acompanha as áreas de endemismo da Amazônia proposta para plantas e animais.

2.2 Estudos moleculares sobre Agaricomycetes poroides

Os primeiros estudos que visavam sistematizar os fungos baseavam-se em análises de características morfológicas de acordo com uma abordagem fenética, a qual verificava tantas características quanto eram necessárias através de procedimentos experimentais padronizados (Ryvarden 1991). Os indivíduos eram agrupados de acordo com suas semelhanças na hipótese de que o padrão morfológico refletisse o mesmo padrão genético. Contudo, existe apenas um limitado número de caracteres morfológicos que podem ser usados no estudo das relações entre os diferentes grupos taxonômicos (Miettinen *et al.* 2012). Por exemplo, o himenóforo poroide, um caráter que evoluiu diversas vezes em Agaricomycetes (convergência morfológica), possibilitando o aumento da superfície formadora de esporos, aparece em espécimes distribuídos em sete ordens desta classe (Hibbett & Binder 2002).

A sistemática molecular disponibiliza novas variantes e pode ser empregada em análises baseadas em uma abordagem cladística; ou seja, o uso de sinapomorfias (compartilhamento de características derivadas) na busca da história evolutiva do organismo (Moncalvo 1996). Tendo em vista que o principal objetivo da taxonomia é refletir uma classificação natural dos organismos, dados moleculares fornecem importantes conjuntos de caracteres para posições taxonômicas, não estando sujeitos a decisões arbitrárias (análises de característica fenotípica) baseadas em graus de similaridade (Hibbett & Donoghue 1998).

Por sua vez, sequências de DNA estão sendo cada vez mais utilizadas nos estudos que envolvem descrições de espécies novas de fungos para a ciência e para o estabelecimento das relações intra e intergenéricas (Tautz *et al.* 2000, Seifert 2009). Ainda assim, existem várias dúvidas em relação à posição de diversos táxons de Agaricomycetes poroides (Justo *et al.* 2011, Justo & Hibbett 2011, Fernandez-Fueyo *et al.* 2012, Miettinen *et al.* 2012, Ortiz-Santana *et al.* 2013, Carlson *et al.* 2014, Seelan *et al.* 2015). Por exemplo, Polyporales, principal ordem com fungos poroides, apresenta quatro principais linhagens - “Antrodia clade”, “residual polyporoid”, “core polyporoid” e “phlebioid”, das quais apenas as duas últimas apresentam apoio estatístico consistente. Os clados “Antrodia” e “residual polyporoid”, assim como as linhagens menores de Polyporales, permanecem com as relações de ancestralidade e descendência incertas devido à rápida diversificação destes grupos (Binder *et al.* 2013).

Para tentar preencher as principais lacunas filogenéticas destes fungos, os taxonomistas têm buscado analisar os táxons com um maior número de marcadores moleculares (análises multiloci), bem como análises de genomas completos, visando entender as bases genéticas da evolução ecológica e fisiológica, incluindo a identificação de mudanças entre as estratégias de vida de fungos decompositores e a diversificação de mecanismos de degradação de lignocelulose (Hibbett 2006, Floudas *et al.* 2012). Dessa forma, os genomas obtidos poderão ser usados diretamente em análises filogenéticas mais complexas (filogenômica), permitindo o desenvolvimento de iniciadores (primers) degenerados para encontrar genes ortólogos entre o enorme número de táxons. Assim, a compreensão do funcionamento do gene ou conjunto de genes e enzimas envolvidos na via metabólica utilizada pelo fungo na decomposição da madeira pode ser alcançada (Rokas *et al.* 2005, Floudas *et al.* 2012, Binder *et al.* 2013). Infelizmente, o número destes estudos é pequeno, uma vez que pouquíssimas espécies apresentam seus genomas disponíveis (Binder *et al.* 2013).

De modo geral, a sistemática dos Agaricomycetes, bem como dos fungos poroides, ainda está longe de ser estabelecida, visto que o número de espécies descritas está aquém da diversidade efetiva do grupo (Blackwell 2011). Além disso, a maioria dos materiais analisados é oriunda de zonas temperadas e boreais, e poucos abrangem as regiões tropicais. Grande parte destas espécies, tanto de zonas temperadas, boreais e tropicais, não apresentam dados moleculares disponíveis e muitas espécies novas têm sido publicadas sem sequências de DNA, o que dificulta os esforços para estabelecer relações filogenéticas mais robustas (Collins *et al.* 2013, Hibbett *et al.* 2014).

Agregar aos esforços taxonômicos o máximo de características possíveis, como morfologia, bioquímica (reação dos esporos), ecologia, caracteres citológicos (comportamento nuclear) e de culturas transforma-se em um desafio necessário. Todas essas ferramentas juntas são fundamentais na construção de uma hipótese evolutiva estruturada para a classificação destes fungos (Hibbett & Thorn 2001).

O Brasil, reconhecido por abrigar uma megadiversidade biológica, apresenta pouquíssimos estudos filogenéticos publicados usando-se Agaricomycetes poroides. Para a ordem Polyporales, Lima-Junior *et al.* (2014) apresentou um dos primeiros trabalhos com o grupo. Os autores delimitaram as espécies lacadas da família Ganodermataceae e demonstraram que espécies anteriormente identificadas para o Neotrópico, tais como, *Ganoderma lucidum* (Curtis) P. Karst. e *G. resinaceum* Boud., estão restritas à Europa. Além disso, confirmaram *Ganoderma* P. Karst como um gênero monofilético separado de

Tomophagus Murrill e ressaltaram a importância de considerar a distribuição geográfica na identificação e sinonimização de espécies.

Por sua vez, Gomes-Silva *et al.* (2015) descreveram seis espécies novas para a ciência do gênero *Amauroderma* Murrill, todas da Amazônia brasileira. Além disso, os autores não confirmaram o gênero como monofilético pelas análises de ITS e nLSU. Ainda em *Amauroderma*, Costa-Rezende *et al.* (2016) apresentaram *A. calcitum* D.H. Costa Rezende & E.R. Drechsler-Santos como nova para a ciência, além do registro da primeira ocorrência para o bioma cerrado de *A. brasiliensis* (Singer) Ryvarden.

Ainda na ordem Polyporales, outros gêneros foram recentemente revistos após os estudos de campo. A espécie nova *Antrodia neotropica* Kaipper-Figueiró, Robledo & Drechsler-Santos foi posicionada através de ferramentas moleculares no “clado Antrodia” *sensu stricto*, juntamente com espécies europeias e da América do Norte (Figueiró *et al.* 2016). Lira *et al.* (2016) descreveram *Datroniella minuta* baseada em análises de ITS e nLSU. Por sua vez, Westphalen *et al.* (2016a) sinonimizaram *Antrodiella angulatopora* Ryvarden e *Ceriporiopsis lateomarginata* (Rick) Rajchenb. a partir de dados moleculares e da análise do material tipo, além de descreverem *Rickiopora* como um gênero novo no “clado residual poliporoide”. Westphalen *et al.* (2016b) realizaram um estudo morfológico e molecular do gênero *Loweomyces* com o objetivo de entender as relações evolutivas deste gênero, apresentando ainda as novas espécies *Loweomyces spissus* Westphalen, Tomšovský & Rajchenb. e *L. tomentosus* Westphalen, Tomšovský & Rajchenb.

À medida que os estudos estão sendo realizados, novos achados importantes estão sendo apresentados para a comunidade científica. Recentemente, *Phellinotus* Drechsler-Santos, Robledo & Rajchenb. foi descrito como um gênero novo para a família Hymenochaetaceae, sendo *Phellinotus neoaridus* Drechsler-Santos & Robledo coletado em Pernambuco (Caatinga) como espécie tipo, além da apresentação da nova combinação *Phellinotus piptadeniae* (Teixeira) Drechsler-Santos & Robledo (Drechsler-Santos *et al.* 2016). Após uma revisão do gênero *Phylloporia* Murril, Ferreira-Lopes *et al.* (2016) apresentaram duas novas espécies e a redescrição de *Phylloporia spathulata* (Hook.) Ryvarden *sensu stricto* baseada no material tipo.

3 OBJETIVOS

3.1 Objetivo geral

Contribuir com o conhecimento acerca da taxonomia e distribuição de fungos poroides na Amazônia oriental, Brasil.

3.2 Objetivos específicos

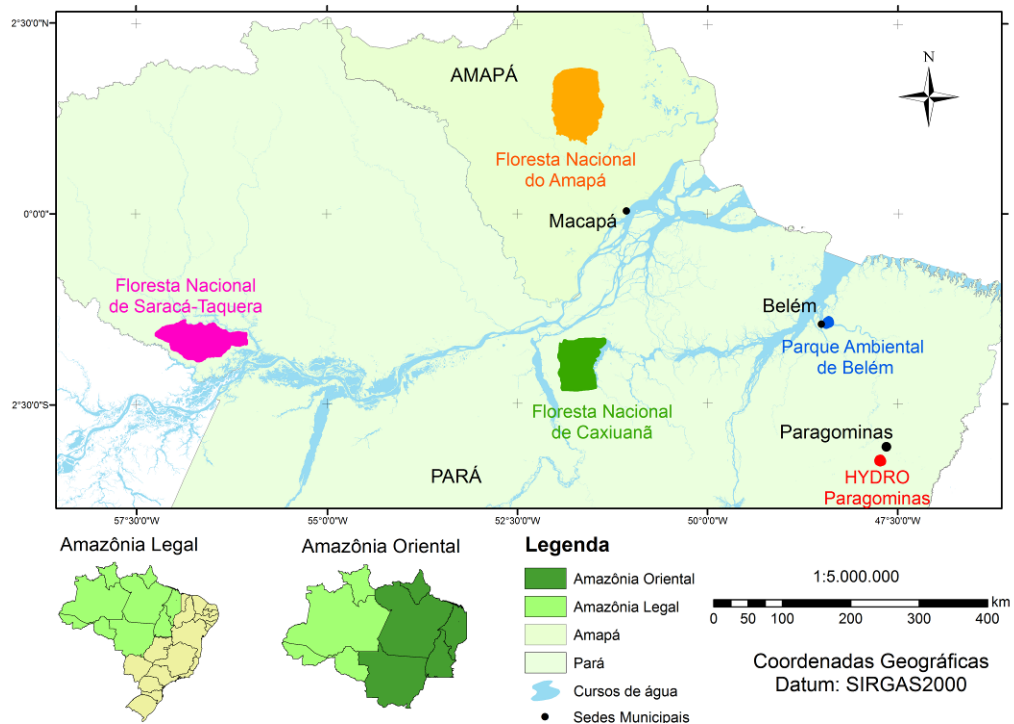
- a) Identificar espécimes de fungos poroides da classe Agaricomycetes;
- b) Descrever, caracterizar e ilustrar as novas espécies encontradas neste bioma;
- c) Delimitar táxons utilizando ferramentas moleculares, a fim de complementar dados a espécies de ambígua ou difícil delimitação.

4 PROCEDIMENTOS METODOLÓGICOS

4.1 Áreas de estudo

Para a realização deste trabalho, foram selecionadas cinco áreas na Amazônia oriental brasileira (Figura 1). A Floresta Nacional (FLONA) do Amapá é uma unidade de conservação do bioma Amazônia, criada pelo decreto nº 96.630 (10 de abril de 1989). Ela ocupa uma área de 412.000 hectares, com uma cobertura vegetal predominantemente do tipo Floresta Ombrófila Densa (IBAMA 2012). A unidade está localizada nos municípios de Porto Grande, Ferreira Gomes e Pracuúba, no estado do Amapá (51° 53'37'' de longitude Oeste e 01° 06'37'' de latitude Norte) (Pereira *et al.* 2007). A FLONA é limitada a leste pelo rio Falsino, a oeste pelo rio Araguari, ao norte pelo rio Mutum, e ao sul – sua porção mais acessível – pela confluência dos rios Araguari e Falsino (Figura 2A e 2B).

Figura 1 - Localização das áreas de coletas.



Fonte: Soares, 2017.

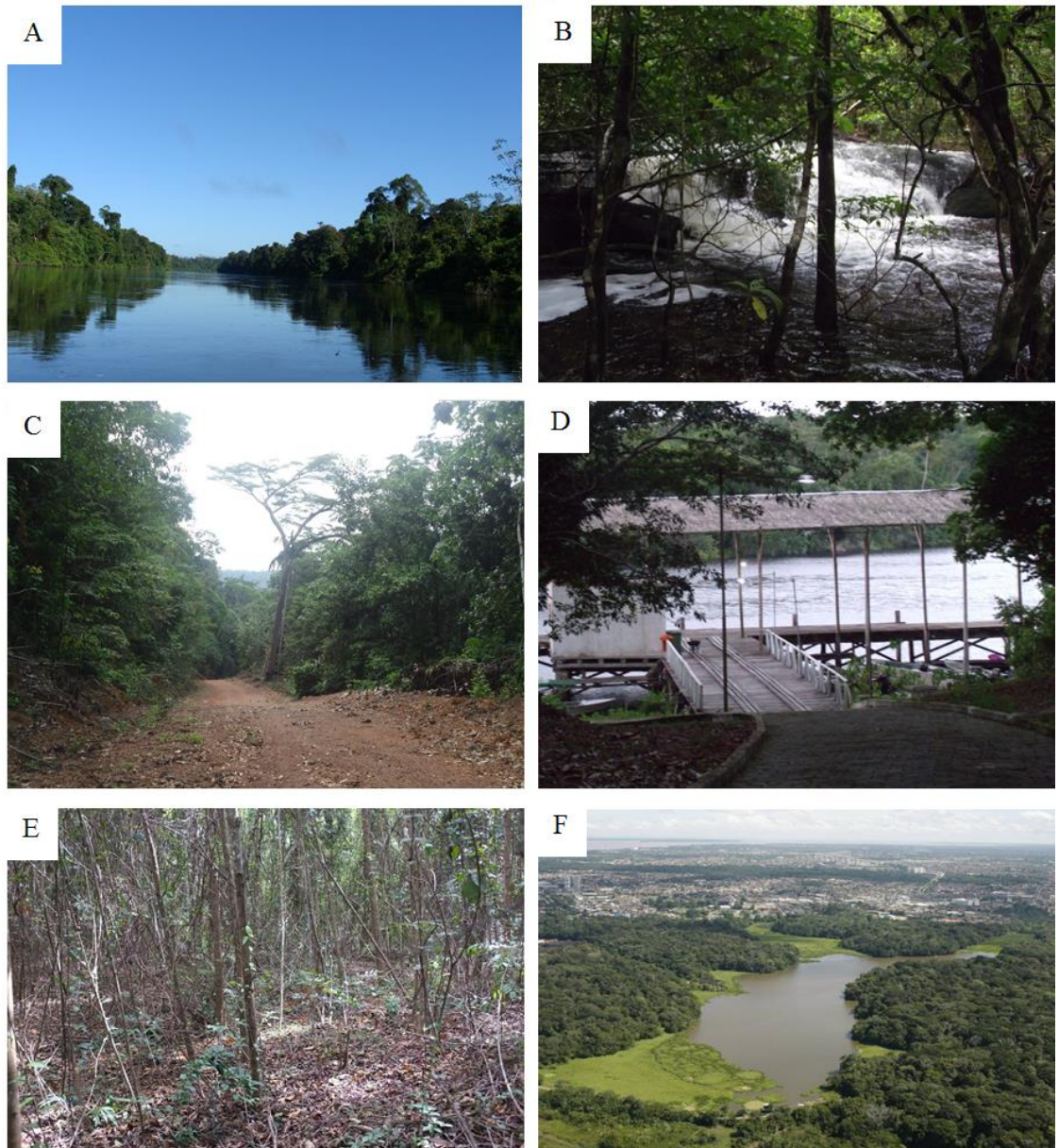
A Floresta Nacional de Saracá-Taquera é uma unidade de conservação de uso direto, no estado do Pará, criada pelo decreto número 98.704 de 27 de dezembro de 1989 (PLANO DE MANEJO 2001), cuja vegetação local pode ser classificada como Floresta Ombrófila Densa de Terras Baixas. Abrange oficialmente 441.152 ha e está localizada na margem direita do rio Trombetas e inserida nos municípios de Oriximiná, Faro e Terra Santa (1° 20' e 1° 55' de latitude Sul e 56° 00' e 57° 15' de longitude Oeste). Limita-se ao norte com a Reserva Biológica do Rio Trombetas cujo limite geográfico é feito em sua maior parte pelo rio Trombetas (ICMBIO 2016) (Figura 2C).

No estado do Pará, a Floresta Nacional de Caxiuanã foi criada pelo decreto nº 23.793 de 23 de janeiro de 1934. Possui uma área de 330.000 ha e está localizada a 400 km de distância em linha reta da cidade de Belém, encontrando-se entre os interflúvios dos rios Xingu e Tocantins, à margem de uma baía de mesmo nome formada pelo rio Anapú, no estado do Pará (01°48'16'' de latitude Sul e 50° 42'44'' de longitude Oeste). Esta FLONA é caracterizada, principalmente, pela vegetação do tipo de Floresta Ombrófila Densa de Terras Baixas (Lisboa *et al.* 2013) (Figura 2D).

A mina de bauxita da empresa norueguesa Hydro (Mineradora S. A.) está localizada a aproximadamente 70 km do município de Paragominas, no nordeste do Pará ($2^{\circ} 59' 51''$ de latitude Sul e $47^{\circ} 21' 13''$ de longitude Oeste), apresenta cobertura vegetal predominante do tipo Ombrófila Densa de Platôs Baixos. Entretanto, é uma área de floresta secundária, artificial ou naturalmente reflorestada. (<http://www.hydro.com/pt/A-Hydro-no-Brasil/>) (Figura 2E).

O Parque Ambiental de Belém (PAB) é uma unidade de proteção integral, criado pelo decreto estadual nº 1.552, de 03 de maio de 1993. Abrange uma área de 1.380 hectares e apresenta vegetação predominantemente de floresta de terra firme. Entretanto, outros tipos também são encontrados, tais como, florestas de várzeas, matas secundárias, capoeirões e capoeiras. Situa-se na região metropolitana de Belém, ao sul do limite do bairro do Sousa e do bairro Castanheira e a leste do limite da parte urbana do bairro Curió-Utinga ($01^{\circ} 23' 13''$ de latitude sul e $48^{\circ} 23' 50''$ de longitude Oeste) (Baía-Júnior & Guimarães 2004). Além disso, é uma área destinada a educação ambiental, visita, pesquisa e cultura (<http://www.sema.pa.gov.br/interna.php?idconteudocoluna=4625>) (Figura 2F).

Figura 2 – A e B- FLONA do Amapá; C- estrada de acesso na FLONA de Saracá-Taquera; D- FLONA de Caxiuanã, entrada da Estação Científica Ferreira Pena; E- Floresta secundária da Hydro de Paragominas; F- Parque Ambiental de Belém.



Fonte: A, B, C, D e E Soares, 2017; F Secretaria Municipal do Meio Ambiente-Belém, 2015.

4.2 Coletas, análise e identificação dos espécimes

Em cada área, foram percorridas trilhas, algumas previamente estabelecidas pelo Programa em Biodiversidade da Amazônia Oriental (PPBio) e pelo Programa de Pesquisas Ecológicas de Longa Duração (PELD), no caso na FLONA do Amapá e na FLONA de Caxiuanã. As coletas foram realizadas no período de estiagem (agosto/setembro/outubro/novembro de 2013/2014) e de chuva (janeiro/fevereiro de 2014/2015). A coleta das amostras de fungos macroscópicos seguiu os métodos de documentação e preservação citados por Fidalgo & Bononi (1989). Os espécimes foram coletados com auxílio de faca ou canivete, tomando-se o cuidado de recolhê-los com uma porção do substrato (solo, folheto, troncos, galhos caídos de plantas em decomposição ou, mais raramente, pequenas porções de árvores vivas). O material foi acondicionado em sacos de papel, contendo as características principais relacionadas ao basidioma, como detalhes morfológicos, coloração e consistência. Quando possível, registros fotográficos foram realizados. Os espécimes foram secados em estufa de campo a gás entre 50° e 60 °C. Quando o material coletado era frágil, a secagem foi realizada em sílica gel com indicador de umidade.

As análises macroscópicas foram realizadas por observações (em campo e em laboratório) e anotações referentes às características dos basidiomas tais como tipo, forma, modo de inserção no substrato, consistência e aspecto do píleo e do contexto. Ainda foram determinadas as cores das superfícies abhimenial e himenial, do contexto, dos tubos e da margem de acordo com Watling (1969) e as dimensões (largura, comprimento e espessura dos píleos e do estipe e contexto, número de poros/mm na superfície himenial) obtidas com régua milimetrada e/ou paquímetro (Fidalgo & Bononi 1989). Além destas características macroscópicas, também foi verificada a reação xantocróica resultante do enegrecimento do contexto e/ou superfícies abhimenial e himenial nos píleos de determinados táxons, após o contato com hidróxido de potássio (KOH 3-5%).

A observação microscópica foi baseada na confecção de cortes a mão livre de finos fragmentos da superfície himenial e do contexto dos espécimes com o auxílio de lâminas de aço ou estiletos. Estes cortes foram montados entre lâmina e lamínula em solução de hidróxido de potássio a 5% e floxina a 2% e observados ao microscópio óptico para a identificação das seguintes microestruturas: basídios, basidiósporos, hifas, setas, medas e organização do sistema hifálico (Teixeira 1995). Para observar reações amiloides ou

dextrinoides, lâminas com amostras biológicas foram montadas com o reagente de Melzer. Além das reações químicas, as microestruturas foram analisadas quanto à forma, dimensões, tipo de ornamentação e cor. Como auxílio na identificação, literatura especializada tais como Ryvarden (1991, 2001, 2004), Ryvarden & Johansen (1980) foram também consultadas, além de análises comparativas com material depositado em herbário.

A nomenclatura seguiu a base de dados CBS (www.cbs.knaw.nl/databases), Index Fungorum (www.indexfungorum.org), Mycobank (www.mycobank.org). Todo o material coletado foi incorporado ao herbário Padre Camille Torrend (URM) da UFPE e as duplicatas foram depositadas na coleção micológica do Herbário João Murça Pires (MG) do MPEG e no Herbário O em Oslo.

4.3 Extração de DNA, amplificação e sequenciamento

O DNA dos espécimes foi extraído de fragmentos himeniais dos basidiomas, os quais foram colocados dentro de um microtubo de 1,5 ml com sílica gel ainda em campo, previamente lavadas com uma solução de hipoclorito de sódio a 2% e álcool etílico a 70%, e colocados em freezer antes do processo de extração. Estes pequenos pedaços da porção himenial do basidioma desidratado foram macerados com o auxílio de nitrogênio líquido, colocados em novos micro tubos de 1,5 ml e processados de acordo com a metodologia proposta por Góes-Neto *et al.* (2005). Cerca de 20 mg de basidioma foram macerados com um pistilo em gral de porcelana contendo nitrogênio líquido e alocados em microtubos de 1,5 mL. Após macerado, foi adicionado 650 µL tampão Brometo de Cetil Trimetilamonio (CTAB) a 2% (Rogers & Bendich 1985) e cada amostra foi incubada a 65°C por 60 minutos em banho seco. Em seguida, o extrato foi misturado a 1V de clorofórmio:álcool isoamílico (24:1), precipitado com isopropanol (1:1), lavado com 1 mL de etanol 70% e ressuspenso em 50 µL de água ultra pura. Os extratos foram armazenados em freezer (-20°C) até a utilização nas reações de amplificação. A eficácia do processo foi verificada através da aplicação de uma alíquota do produto em gel de agarose a 1% e posterior quantificação em espectrofotômetro.

Foram amplificadas as regiões ITS e LSU do rDNA. As reações de amplificação dessas regiões foram realizadas em tubos de 0,2 mL contendo 50 µL dos seguintes componentes: 1x Tampão KAPA master mix, 200 µM dNTPs, 0.4 µM de cada primers, 0.4 U/µL de KAPA Taq Polimerase e aproximadamente 1 ng/µL de DNA molde. Para a região ITS, foram utilizados os primers ITS4 (5'-TCCTCCGCTTATTGATATGC-3') e ITS5 (5'-GGAAGTAAAAGTCGTAACAAGG-3') (White *et al.* 1990). Já para LSU foi utilizado o

par de primer LR0R (5'-ACCCGCTGAACTTAAGC-3') e LR05 (5'-TCCTGAGGGAACTTCG-3') (Moncalvo *et al.* 2000).

Nas amplificações de ambas as regiões os parâmetros dos ciclos térmicos seguiram iniciaram-se com a desnaturação inicial a 95°C por 3 min, seguido por 35 ciclos de desnaturação a 95°C por 30 s, anelamento dos primers a 58°C por 30 s, e extensão a 72°C por 60 s, além de um ciclo de extensão final a 72°C por 10 min (Lima-Júnior *et al.* 2014). Os produtos da PCR foram avaliados através de eletroforese em gel de agarose a 1%, e foram purificados com o Kit GeneJET da Thermo Scientific e encaminhados para o sequenciamento no Laboratório de Genômica e Expressão Gênica (LABCEN/CCB/UFPE) e no Laboratório de Biologia Molecular do Museu Paraense Emílio Goeldi.

4.4 Análises Filogenéticas

Cada eletroferograma das regiões ITS e LSU foi manualmente editado através do programa BioEdit 7.0.0 (Hall 2004). As sequências obtidas foram comparadas com outras similares depositadas no GenBank, através da ferramenta BLASTn (Tabela 1). As sequências foram automaticamente alinhadas e editadas manualmente em conjunto com as pré-existent na base de dados do GenBank/NCBI através do ClustalW no software BioEdit 7.0.0 (Thompson *et al.* 1994). Para a matriz de dados combinados, cada marcador foi alinhado separadamente e concatenada com o auxílio do BioEdit 7.0.0 (Hall 2004).

O melhor esquema de partição e o modelo de evolução molecular para cada grupo de marcadores foi obtido através do programa PartitionFinder v1.1.0 (Lanfear *et al.* 2012) e utilizado nas análises filogenéticas posteriores. Análises de máxima verossimilhança foram realizadas através do programa RAxML 7.0.4 (Stamatakis 2006) com 1000 replicatas de bootstrap a fim de se obter os valores de apoio dos grupos. Análises bayesianas foram realizadas com a ajuda do programa MrBayes 3.2.1 (Ronquist *et al.* 2012), com 8 milhões de gerações e quatro cadeias de Markov, com as árvores amostradas a cada 2000 gerações. Após a análise do gráfico de score de verossimilhança, o burn-in foi ajustado para 25%.

Tabela 1 – A lista de espécies utilizadas nas análises filogenéticas, país de origem, número de voucher e os números de acessos das sequências no Genbank. As espécies em negrito são as que foram geradas neste estudo.

Espécies	País	Nº da amostra	Nº de acesso do GenBank	
			ITS	LSU
“Antrodia clade”				
<i>Antrodia albida</i> (Fr.) Donk	Estados Unidos	CBS308.82	DQ491414	AY515348
<i>Antrodia bondartsevae</i> Spirin	China	X1059	JQ700275	JQ700275
<i>Antrodia bondartsevae</i>	China	X1207	JQ700277	JQ700277
<i>Antrodia heteromorfa</i> (Fr.) Donk	Canadá	CBS200.91	DQ491415	AY515350
<i>Antrodia juniperina</i> (Murrill)	Desconhecido	WM-284-T	EU232212	EU232295
Niemelä & Ryvardeen				
<i>Antrodia juniperina</i>	Estados Unidos	SEM-403-T	KC585285	KC585109
<i>Antrodia malicola</i> (Berk. & M.A. Curtis) Donk	Desconhecido	FP 104329	EU232214	EU232297
<i>Antrodia malicola</i>	Rússia	X1382	JQ700282	JQ700282
<i>Antrodia oleracea</i> (R.W. Davidson & Lombard) Ryvardeen	Estados Unidos	MD-177	KC585296	KC585120
<i>Antrodia serialis</i> (Fr.) Donk	Noruega	3193	JQ700292	JQ700292
<i>Antrodia serialis</i>	Estados Unidos	FP 105599	EU232199	EU232293
<i>Antrodia sinuosa</i> (Fr.) P. Karst.	Estados Unidos	RLG 2538-Sp	EU232196	EU232288
<i>Antrodia variiformis</i> (Peck) Donk	Estados Unidos	FP 90100SP	AY966453	AY333827
<i>Antrodia xantha</i> (Fr.) Ryvardeen	Desconhecido	TFRI 879	EU232210	EU232284
<i>Daedalea dickinsii</i> Yasuda	Desconhecido	NBRC 31163	AB733338	AB733161
<i>Daedalea quercina</i> (L.) Pers.	Estados Unidos	OKM-3802-Sp	KC585337	KC585162
<i>Daedalea quercina</i>	Finlândia	Miettinen 12662	JX109855	JX109883
<i>Fomitopsis betulina</i> (Bull.) B.K. Cui, M.L. Han & Y.C. Dai	Estados Unidos	L-15603-Sp	KC585373	KC585202
<i>Fomitopsis betulina</i>	Rússia	Isolate 277	JX507733	JX507734
<i>Fomitopsis betulina</i>	Finlândia	Miettinen 12388	JX109856	JX109856

Tabela 1 – Continuação

Espécies	País	Nº da amostra	Nº de acesso do GenBank	
			ITS	LSU
<i>Fomitopsis betulina</i>	Estados Unidos	FP-125006-T	KC585371	KC585200
<i>Fomitopsis betulina</i>	Estados Unidos	RLG-5085-Sp	KC585374	KC585203
<i>Fomitopsis cana</i> B.K. Cui, Hai J. Li & M.L. Han	China	Dai 9611	JX435776	JX435774
<i>Fomitopsis cana</i>	China	Cui 6239	JX435777	JX435775
<i>Fomitopsis durescens</i> (Overh. ex J. Lowe) Gilb. & Ryvarden	Estados Unidos	Overholts 4215	KF937293	KF937295
<i>Fomitopsis durescens</i>	Venezuela	Ryvarden 910796	KF937292	KF937294
<i>Fomitopsis</i> cf. <i>meliae</i> (Underw.) Gilb.	Tailândia	1P 1.1	FJ372673	FJ372695
<i>Fomitopsis</i> cf. <i>meliae</i> Gilb.	Tailândia	5V 3.3	FJ372675	FJ372697
<i>Fomitopsis</i> cf. <i>meliae</i>	Tailândia	8IV7.1	GQ982889	GQ982882
<i>Fomitopsis nivosa</i> (Berk.) Gilb. & Ryvarden	Brasil	Man-09	MF589766	MF590166
<i>Fomitopsis ostreiformis</i> (Berk.) T. Hatt.	Tailândia	BCC23382	FJ372684	FJ372706
<i>Fomitopsis</i> cf. <i>ostreiformis</i>	Tailândia	10_R_8_1	FJ372681	FJ372703
<i>Fomitopsis palustris</i> (Berk. & M.A. Curtis)	Estados Unidos	CBS283.65	DQ491404	AY515333
<i>Fomitopsis palustris</i>	Japão	BC315	AB604156	AB604155
<i>Fomitopsis pinicola</i> (Sw.) P. Karst.	Desconhecido	AFTOL-ID 770	AY854083	AY684164
<i>Fomitopsis pinicola</i>	Desconhecido	TFRI 513	EU232197	EU232290
<i>Fomitopsis pinicola</i>	Desconhecido	Cui 10405	KC844852	KC844857
<i>Fomitopsis roseoalba</i> A.M.S. Soares, Ryvarden & Gibertoni	Brasil	AS1496	KT189139	KT189141
<i>Fomitopsis roseoalba</i>	Brasil	AS1566	KT189140	KT189142
<i>Fomitopsis subtropica</i> B.K. Cui & Li	China	Cui 10154	JQ067652	JX435772

Tabela 1 – Continuação

Espécies	País	Nº da amostra	Nº de acesso do GenBank	
			ITS	LSU
<i>Fomitopsis subtropica</i>	China	Cui 10140	JQ067651	JX435771
<i>Fomitopsis subtropica</i>	China	Cui 10181	JQ067653	JX435773
<i>Fomitopsis</i> sp.	Tailândia	7R_8_1	FJ372676	FJ372698
<i>Fomitopsis</i> sp.	Desconhecido	HSJ-2006a	DQ491411	-
<i>Fomitopsis</i> sp.	Tailândia	9V 3.1	FJ372677	FJ372699
<i>Fomitopsis</i> sp.	Brasil	NHB31	KJ831997	-
<i>Grifola sordulenta</i> (Mont.) Singer	USA	AFTOL-ID 562	AY854085.1	AY645050
<i>Perenniporia ochroleuca</i> (Berk.) Ryvarden	China	Dai11486	HQ654105	JF706349
<i>Rhodofomes cajanderi</i> (P. Karst.) B.K. Cui, M.L. Han & Y.C. Dai	Desconhecido	BCRC 35447	EU232200	EU232294
<i>Rhodofomes roseus</i> (Alb. & Schwein.) Vlasák	Estados Unidos	Cui 10520	KC507162	AY333809
<i>Rhodofomes roseus</i>	Estados Unidos	RLG-6954	KC585353	KC585181
<i>Rhodofomitopsis cupreorosea</i> (Berk.) B.K. Cui, M.L. Han & Y.C.	Costa Rica	CBS 236.87	DQ491373	AY515325
<i>Rhodofomitopsis cupreorosea</i>	Costa Rica	CBS 236.87	DQ491373	AY515325
<i>Rhodofomitopsis cupreorosea</i>	Brasil	PS2013-01	MF772343	MF772439
<i>Rhodofomitopsis cupreorosea</i>	Brasil	AN49	MF589756	MF590122
<i>Rhodofomitopsis cupreorosea</i>	Brasil	NM692	MF589757	MF590128
<i>Rhodofomitopsis cupreorosea</i>	Brasil	NM710	MF589758	MF590150
<i>Rhodofomitopsis cupreorosea</i>	Brasil	NM714	MF589759	MF590151
<i>Rhodofomitopsis cupreorosea</i>	Brasil	NM731	MF589761	MF590161
<i>Rhodofomitopsis cupreorosea</i>	Brasil	JMB34	MF589760	MF590164
<i>Rhodofomitopsis feei</i> (Fr.) B.K. Cui, M.L. Han & Y.C. Dai	México	Vlasak	KF999926	KF999926

Tabela 1 – Continuação

Espécies	País	Nº da amostra	Nº de acesso do	
			GenBank	
			ITS	LSU
<i>Rhodofomitopsis feei</i>	China	Oinonen60119006	KC844856	KC844856
<i>Rhodofomitopsis feei</i>	Costa Rica	LR14115	KF999927	KF999927
<i>Rhodofomitopsis feei</i>	Austrália	LR42928	KF999928	KF999928
<i>Rhodofomitopsis flabellata</i> A.M. Soares & Gibertoni	Brasil	AS1794	KX423688	KX423686
<i>Rhodofomitopsis lilacinogilva</i> (Berk.) B.K. Cui, M.L. Han & Y.C. Dai	Austrália	CBS 42.284	AY515329	-
<i>Rhodofomitopsis lilacinogilva</i>	Austrália	Schigel 5193	KR605846	KR605712
<i>Rhodofomitopsis roseomagna</i> sp. nov. “Phlebiod clade”	Brasil	NM379	KT189139	KT189142
<i>Bjerkandera adusta</i> (Willd.) P. Karst.	Estados Unidos	HHB-12826	KP134983	KP135198
<i>Ceriporia amazonica</i> Soares, Sotão & Ryvarden	Brasil	AS 2171	Submetido	Submetido
<i>Ceriporia amazonica</i>	Brasil	AS 2184	Submetido	Submetido
<i>Ceriporia amazonica</i>	Brasil	AS1769	Submetido	Submetido
<i>Ceriporia amazonica</i>	Brasil	AS2195	Submetido	Submetido
<i>Ceriporia alachuana</i> (Murrill) Hallenb.	China	Li1011	JX623898	JX644049
<i>Ceriporia alachuana</i>	China	Li1115	JX623900	JX644050
<i>Ceriporia aurantiocarnescens</i> (Henn.) M. Pieri & B. Rivoire	China	Dai6055	JX644043	JX644043
<i>Ceriporia aurantiocarnescens</i>	China	Yuan 2066	JX623903	-

Tabela 1 – Continuação

Espécies	País	Nº da amostra	Nº de acesso do GenBank	
			ITS	LSU
<i>Ceriporia bubalinomarginata</i> B.S. Jia & Y.C. Dai	China	Dai 11327	JX623953	JX644045
<i>Ceriporia bubalinomarginata</i>	China	Dai 12499	JX623954	JX644043
<i>Ceriporia camaresiana</i> (Bourdot & Galzin) Bondartsev & Singer	China	CUI3238	JX623931	JX644060
<i>Ceriporia crassitunicata</i> Y.C. Dai & Sheng H. Wu	China	Dai 9995	JX623905	JX623905
<i>Ceriporia ferruginiocincta</i> (Murrill) Ryvarden	Brasil	AS1862	Submetido	Submetido
<i>Ceriporia lacerata</i> N. Maek., Suhara & R. Kondo	China	Dai 10734	JX623916	JX644068
<i>Ceriporia lacerata</i>	China	Dai 9501	JX623908	JX644069
<i>Ceriporia nanlingensis</i> B.K. Cui & B.S. Jia	China	Dai8107	JX623937	JX644052
<i>Ceriporia paralacerata</i> sp. nov.	Brasil	AS2083	Submetido	Submetido
<i>Ceriporia purpurea</i> (Fr.) Komarova	China	Dai6366	JX623952	JX644047
<i>Ceriporia purpurea</i>	China	Dai6205	JX623951	JX644046
<i>Ceriporia purpurea</i>	Brasil	AS2256	Submetido	Submetido
<i>Ceriporia reticulata</i> (Hoffm.) Domański	Estados Unidos	RLG 11354	KP135204	KP135041
<i>Ceriporia reticulata</i>	Noruega	KHL11981	JX109845	JX109845
<i>Ceriporia spissa</i> (Schwein. ex Fr.) Rajchenb.	China	Dai10477	KC182769	KC182781
<i>Ceriporia spissa</i>	China	Yuan5965	KC182772	KC182783
<i>Ceriporia spissa</i>	China	Yuan5862	KC182771	KC182782
<i>Ceriporia sulphuricolor</i> Bernicchia & Niemelä	China	Dai 6090	JX644066	JX623934

Tabela 1 – Continuação

Espécies	País	Nº da amostra	Nº de acesso do GenBank	
			ITS	LSU
<i>Ceriporia variegata</i> B.S. Jia & Y.C.	China	Li1780	JX644065	JX623936
Dai				
<i>Ceriporia viridans</i> (Berk. & Broome) Donk	Coreia do Sul	KUC 2031022-11	KJ668417	GU187595
<i>Ceriporia viridans</i>	Desconhecido	RLG 2538-Sp	HM135647	AY491672
<i>Phanerina mellea</i> (Berk. & Broome) Miettinen	China	Dai 9667	JX623933	JX644058
<i>Phanerina mellea</i>	China	Dai 9453	JX623932	JX644059
<i>Phanerochaete mellea</i>	Brasil	KLH12794	Submetido	-
<i>Phanerochaete allantospora</i> Burds. & Gilb.	Estados Unidos	KKN-111	KP135038	-
<i>Phanerochaete angustocystidiata</i> Sheng H. Wu	Coreia do Sul	KUC20121102-15	KJ668492	KJ668346
<i>Phanerochaete australis</i> Jülich	Estados Unidos	HHB-7105	KP135081	KP135081
<i>Phanerochaete carnosa</i> (Burt) Parmasto	Estados Unidos		HHB-9195	KP135129
<i>Phanerochaete chrysosporium</i> Burds.	Desconhecido	FCL 208	FJ594060	-
<i>Phanerochaete chrysosporium</i>	Desconhecido	KCTC 6728	AF475147	-
<i>Phanerochaete chrysosporium</i>	Estados Unidos	HHB-6251	KP135094	-
<i>Phanerochaete citrosanguinea</i> D. Floudas & Hibbett	Estados Unidos	FP-105385	KP135100	KP135100
<i>Phanerochaete concrecens</i> Spirin & Volobuev	Rússia	H:7023865	KP994352	-
<i>Phanerochaete concrecens</i>	Rússia	LE<RUS>:287008	KP994375	-
<i>Phanerochaete cumulodentata</i> (Nikol.) Parmasto	Ucrânia	CWU_4673	KP994373	

Tabela 1 – Continuação

Espécies	País	Nº da amostra	Nº de acesso do GenBank	
			ITS	LSU
<i>Phanerochaete cumulodentada</i> (Nikol.) Parmasto	Rússia	LE_298935	KP994359	-
<i>Phanerochaete ericina</i> (Bourdot) J. Erikss. & Ryvarden	Estados Unidos	HHB_2288	KP135167	-
<i>Phanerochaete exilis</i> (Burt) Burds.	Estados Unidos	HHB-6988	KP135001	KP135236
<i>Phanerochaete inflata</i> (B.S. Jia & B.K. Cui) Miettinen	China	Cui 7712	JX623930	JX644063
<i>Phanerochaete inflata</i>	China	Dai 3076	GU187501	GU187558
<i>Phanerochaete livescens</i> (P. Karst.) Volobuev & Spirin	Ucrânia	CWU: 3840	KP994374	-
<i>Phanerochaete livescens</i>	Ucrânia	CWU: 4984	KP994371	-
<i>Phanerochaete livescens</i>	Irã	H: 7017418 Ghobad-Nejhad 1014	KP994363	-
<i>Phanerochaete livescens</i>	Finlândia	LE<RUS>:235514	KP994376	-
<i>Phanerochaete paraensis</i>	Brasil	AS1945	Submetido	-
<i>Phanerochaete magnoliae</i> (Berk. & M.A. Curtis) Burds.	Estados Unidos	HHB-9829	KP135089	-
<i>Phanerochaete pseudomagnoliae</i> Koker, Burds. & B.J.H. Janse	África do Sul	PP25	KP135091	KP135250
<i>Phanerochaete pseudosanguinea</i> D. Floudas & D.S. Hibbett	Estados Unidos	FD-244	KP135098	KP135098
<i>Phanerochaete raduloides</i> J. Erikss. & Ryvarden	Finlândia	H:6033465	LN833868	-
<i>Phanerochaete sanguinea</i> (Fr.) Pouzar	Estados Unidos	HHB-9198-Sp	KP135102	-
<i>Phanerochaete sanguineocarnosa</i> D. Floudas & Hibbett	Estados Unidos	FD-359	KP135122	KP135245
<i>Phanerochaete sordida</i> (P. Karst.) J. Erikss. & Ryvarden	Lituânia		VL212	JF440574
<i>Phanerochaete sordida</i>	Brasil	UFMGCB_2178	HM997134	-
<i>Phanerochaete sordida</i>	Estados Unidos	FD_106	KP135070	-
<i>Phanerochaete sordida</i>	Austrália	MEL_2382757	KP012940	-

Tabela 1 – Continuação

Espécies	País	Nº da amostra	Nº de acesso do GenBank	
			ITS	LSU
<i>Phanerochaete sordida</i>	Estados Unidos	FD_241	KP135136	-
<i>Phanerochaete sordida</i>	Finlândia	LE 209918	KP994377	-
<i>Phanerochaete sordida</i>	Lituânia	VL212	JF440574	JF440574
<i>Phanerochaete velutina</i> (DC.) P. Karst.	Rússia	H: 7022032 Kotiranta 25567	KP994354	-
<i>Phanerochaete velutina</i>	Rússia	LE 298547	KP994360	-
<i>Phanerochaete velutina</i>	Estados Unidos	HHB17428	KP135185	-
<i>Phanerochaete xerophila</i> Burds.	Estados Unidos	KKN-63	KP134998	-
<i>Phanerochaete</i> sp.	Taiwan	Tm1-1	AY433811	-
<i>Phlebia albomellea</i> (Bondartsev) Nakasone	Estados Unidos	FP-101843	AY219369	-
<i>Phlebia acerina</i> Peck	Coreia do Sul	KUC20130725-61	KJ668483	KJ668336
<i>Phlebia acerina</i>	Estados Unidos	FD-301	KP135378	KP134862
<i>Phlebia centrifuga</i> P. Karst.	Estados Unidos	HHB-9239	KP135380	KP135262
<i>Phlebia chrysocreas</i> (Berk. & M.A. Curtis) Burds.	Coreia do Sul	KUC20121123-24	KJ668482	KJ668335
<i>Phlebia floridensis</i> Nakasone & Burds.	Estados Unidos	HHB-6466	KP135385	-
<i>Phlebia floridensis</i>	Estados Unidos	HHB-7175	KP135384	-
<i>Phlebia fuscoatra</i> (Fr.) Nakasone	Estados Unidos	HHB-10782	KP135365.	KP135265
<i>Phlebia fuscoatra</i>	Estados Unidos	HHB-18642	KP135366	-
<i>Phlebia leptospermi</i> (G. Cunn.) Stalpers	Nova Zelândia	TTT1607	HQ153413	-
<i>Phlebia livida</i> (Pers.) Bres.	Estados Unidos	MG103	HQ153415	-
<i>Phlebia nothofagi</i> (G. Cunn.) Nakasone	Desconhecido	AH31887	GQ259416	GQ259416
<i>Phlebia nothofagi</i>	Estados Unidos	HHB-4273	KP135266	KP135266
<i>Phlebia nitidula</i> (P. Karst.) Ryvarden	Suécia	Nystroem 020830	EU118655	EU118655
<i>Phlebia radiata</i> Fr.	Estados Unidos	JLL-15608-sp	AY219366	-

Tabela 1 – Continuação

Espécies	País	Nº da amostra	Nº de acesso do GenBank	
			ITS	LSU
<i>Phlebia radiata</i>	Finlândia	Isolado 79	EF491867	-
<i>Phlebia tremellosa</i> (Schrad.) Nakasone & Burds.	Desconhecido	FBCC446	LN611129	LN611129
<i>Phlebiopsis castanea</i> (Lloyd) Miettinen & Spirin	Rússia	Spirin 5295	KX752629	KX752629
<i>Phlebiopsis crassa</i> (Lév.) D. Floudas & Hibbett	Estados Unidos	KKN-86	KP135394	-
<i>Phlebiopsis crassa</i>	Estados Unidos	ME-516	KP135395	-
<i>Phlebiopsis flavidoalba</i> (Cooke) Hjortstam	Costa Rica	KHL 13055	EU118662	-
<i>Phlebiopsis flavidoalba</i>	Estados Unidos	OM 17896	KX752607	-
<i>Phlebiopsis gigantea</i> (Fr.) Jülich	Desconhecido	A-P011	AF087487	-
<i>Phlebiopsis gigantea</i>	Desconhecido	ZS17	JX946674	-
<i>Phlebiopsis gigantea</i>	Estados Unidos	FP-70857	KP135390	KP135272
<i>Phlebiopsis gigantea</i>	Estados Unidos	82310	-	AY219394
<i>Phlebiopsis pilatii</i> (Parmasto) Spirin & Miettinen	Rússia	Spirin 5048	KX752590	KX752590
“Residual polyporoid”				
<i>Albatrellus syringae</i> (Parmasto) Pouzar	Finlândia	Isolado X339	JN710606	JN710606
<i>Albatrellus syringae</i>	Desconhecido	Harrison 6224	AY621804	AY621804
<i>Antrodiella albocinnamomea</i> Y.C. Dai & Niemelä	China	Dai 12892	KC485522	KC485539
<i>Antrodiella americana</i> Ryvarden & Gilb.	Suécia	Isolado 3161	JN710509	JN710509
<i>Antrodiella americana</i>	Taiwan	HHB 4100	EU232270	EU232270
<i>Antrodiella beschidica</i> Vampola & Pouzar	República Tcheca	PRM 682098	AF126878	AF126878

Tabela 1 – Continuação

Espécies	País	Nº da amostra	Nº de acesso do GenBank	
			ITS	LSU
<i>Antrodiella brasiliensis</i> Ryvar den & de Meijer	Brasil	Isolado X203	JN710657	JN710510
<i>Antrodiella chinensis</i> H.S. Yuan	China	Dai 8874	JX110843	KC485541
<i>Antrodiella chinensis</i>	Rússia	SP6612	KF963616	KF963616
<i>Antrodiella faginea</i> Vampola & Pouzar	Noruega	Isolado 3165	JN710514	JN710514
<i>Antrodiella foliaceodentata</i> (Nikol.) Gilb. & Ryvar den	Rússia	X1238	JN710515	JN710515
<i>Antrodiella formosana</i> T.T. Chang & W.N. Chou	Taiwan	TFRI 652	EU232184	EU232268
<i>Antrodiella hoehnelii</i> (Bres.) Niemelä	Suécia	Nilsson 156	AF126893	AF126893
<i>Antrodiella ichnusana</i> Bernicchia, Renvall & Arras	Finlândia	X131	JN710516	JN710516
<i>Antrodiella niemelaei</i> Vampola & Vlasák	Rússia	SP6565	KF963613	-
<i>Antrodiella onychoides</i> (Egeland) Niemelä	Finlândia	X155	JN710517	JN710517
<i>Antrodiella pallescens</i> (Pilát) Niemelä & Miettinen	Suécia	X1080	JN710518	JN710518
<i>Antrodiella perennis</i> B.K. Cui & Y.C. Da	China	X1206	JN710519	JN710519
<i>Antrodiella romellii</i> (Donk) Niemelä	Estados Unidos	CFMR: DLL2011-309	KJ140754	KJ140754
<i>Antrodiella semisupina</i> (Berk. & M.A. Curtis) Ryvar den	Canadá	X242	JN710521	JN710521

Tabela 1 – Continuação

Espécies	País	Nº da amostra	Nº de acesso do GenBank	
			ITS	LSU
<i>Antrodiella semisupina</i>	Coreia do Sul	KUC20130719-06	KJ668427	KJ668427
<i>Antrodiella stipitata</i> H.S. Yuan & Y.C. Dai	China	Yuan5640	KC485525	KC485544
<i>Antrodiella</i> sp.	Brasil	X276	JN710522	JN710522
<i>Antrodiella</i> sp.	Japão	X418	JN710523	JN710523
<i>Antrodiella zonata</i> (Berk.) Ryvarden	Nepal	B2SN039	LC149607	LC149607
<i>Austeria citrea</i> (Berk.) Miettinen	Nova Zelândia	X1171	JN710511	JN710511
<i>Butyrea japonica</i> (Núñez & Ryvarden) Miettinen & Ryvarden	Japão	Isolado 10202	JN710556	JN710556
<i>Citripora afrocitrina</i> Ipulet & Ryvarden	Uganda	X596	JN710508	JN710508
<i>Citripora afrocitrina</i> Ipulet & Ryvarden	Uganda	X525	JN710507	JN710507
<i>Diplomitoporus crustulinus</i> (Bres.) Domański	Estados Unidos	FD-137	KP135211	KP135211
<i>Diplomitoporus crustulinus</i> (Bres.) Domański	Finlândia	H:6012733	FN907907	FN907907
<i>Diplomitoporus flavescens</i> (Bres.) Domański	Alemanha	X84	FN907908	-
<i>Diplomitoporus rimosus</i> (Murrill) Gilb. & Ryvarden	Estados Unidos	Isolado MG57	GU566011	GU566004
<i>Diplomitoporus rimosus</i>	Estados Unidos	Isolado MG56	GU566010	GU566003
<i>Flaviporus liebmannii</i> (Fr.) Ginns	China	Isolado X249	JN710539	JN710539
<i>Flaviporus liebmannii</i>	Equador	Isolado X666	JN710540	JN710540
<i>Flaviporus liebmannii</i>	Indonésia	Isolado X251	JN710541	JN710541
<i>Flaviporus liebmannii</i>	Brasil	AS1437	KY969750	KY952631

Tabela 1 – Continuação

Espécies	País	Nº da amostra	Nº de acesso do GenBank	
			ITS	LSU
<i>Flaviporus liebmannii</i>	Brasil	AS1480	KY969751	KY969643
<i>Flaviporus liebmannii</i>	Brasil	AS1498	-	KY969730
<i>Flaviporus liebmannii</i>	Brasil	AS1567	KY969753	KY969740
<i>Flaviporus liebmannii</i>	Brasil	AS1543	-	KY969641
<i>Flaviporus liebmannii</i>	Brasil	AS1067	KY970068	KY969741
<i>Flaviporus liebmannii</i>	Brasil	AS1422	-	KY969742
<i>Flaviporus liebmannii</i>	Brasil	AS1499	-	KY969735
<i>Flaviporus liebmannii</i>	Brasil	H201458	KY969749	KY969731
<i>Flaviporus liebmannii</i>	Brasil	WX45	KY970067	KY969744
<i>Flaviporus liebmannii</i>	Brasil	WX55	KY969743	KY969743
<i>Flaviporus liebmannii</i>	Brasil	WX102	KY969756	KY969733
<i>Flaviporus brownii</i> (Humb.) Donk	Equador	X1216	JN710537	JN710537
<i>Flaviporus</i> cf. <i>brownii</i>	Austrália	X462	JN710538	JN710538
<i>Flaviporus</i> sp.	Brasil	X1092	JN710542	JN710542
<i>Junghuhnia autumnale</i> Spirin, Zmitr. & Malysheva	Rússia	Isolado X1230	JN710549	JN710549
<i>Junghuhnia carneola</i> (Bres.) Rajchenb.	Brasil	AS2250	KY977404	KY977403
<i>Junghuhnia carneola</i>	Brasil	H28	KY977403	KY977404
<i>Junghuhnia carneola</i>	Brasil	AS 1647	KY980673	KY980675
<i>Junghuhnia carneola</i>	Brasil	WX94	-	KY977407
<i>Junghuhnia collabens</i> (Fr.) Ryvarden	Suécia	Isolado 3118	JN710552	JN710552
<i>Junghuhnia crustacea</i> (Jungh.) Ryvarden	Indonésia	Isolado X262	JN710553.	JN710553.
<i>Junghuhnia fimbriatella</i> (Peck) Ryvarden	Rússia	Isolado X313	JN710555	JN710555

Tabela 1 – Continuação

Espécies	País	Nº da amostra	Nº de acesso do GenBank	
			ITS	LSU
<i>Junghuhnia luteoalba</i> (P. Karst.) Ryvarden	Estônia	Isolado 5403	JN710558	JN710558
<i>Junghuhnia micropora</i> Spirin, Zmitr. & Malysheva	Rússia	Isolado X615	JN710559	JN710559
<i>Junghuhnia</i> cf. <i>nitida</i> (Pers.) Ryvarden	China	X1345	JN710550	JN710550
<i>Junghuhnia nitida</i> (Pers.) Ryvarden	Suécia	Isolado 3135	JN710560	JN710560
<i>Junghuhnia pseudozilingiana</i> (Parmasto) Ryvarden	Finlândia	Isolado X11	JN710561	JN710561
<i>Junghuhnia rhinocephala</i> (Berk.) Ryvarden	Austrália	Isolado X460	JN710562	JN710562
<i>Junghuhnia</i> cf. <i>semipileata</i>	China	X1221	JN710551	JN710551
<i>Junghuhnia subundata</i> (Murrill) Manfr. Binder, Hibbett, K.H. Larss., E. Larss., Langer & G. Langer	Brasil	WX106	KY970069	KY969745
<i>Junghuhnia</i> sp.	Indonésia	Isolado X840	JN710563	JN710563
<i>Junghuhnia</i> sp.	Indonésia	Isolado X232	JN710564	JN710564
<i>Junghuhnia</i> sp.	Indonésia	Isolado X1126	JN710566	JN710566
<i>Obba rivulosa</i> (Berk. & M.A. Curtis) Miettinen & Rajchenb.	Finlândia	X47	HQ659231	HQ659231
<i>Obba rivulosa</i> (Berk. & M.A. Curtis) Miettinen & Rajchenb.	Finlândia	FBCC 938	HQ659233	HQ659233
<i>Obba valdiviana</i> (Rajchenb.) Miettinen & Rajchenb.	Austrália	FF503	HQ659235	HQ659235
<i>Obba valdiviana</i>	Austrália	FF484	HQ659236	HQ659236
<i>Sebipora aquosa</i> Miettinen	Indonésia	8680	HQ659240	HQ659240

Tabela 1 – Continuação

Espécies	País	Nº da amostra	Nº de acesso do GenBank	
			ITS	LSU
<i>Sebipora aquosa</i>	Indonésia	8868	HQ659242	-
<i>Steccherinum amapaense</i> sp. nov.	Brasil	AS888	-	KY980666
<i>Steccherinum amapaense</i> sp. nov.	Brasil	M245	KY977406	KY977405
<i>Steccherinum bourdotii</i> Saliba & A. David	Finlândia	X626	JN710584	JN710584
<i>Steccherinum murashkinskyi</i> (Burt) Maas Geest.	Rússia	X449	JN710588	JN710588
<i>Steccherinum ochraceum</i> (Pers.) Gray	Suécia	Isolado 2060	JN710589	JN710589
<i>Steccherinum ochraceum</i>	Suécia	Isolado 3144	JN710590	JN710590
<i>Steccherinum robustius</i> (J. Erikss. & S. Lundell) J. Erikss	Suécia	1195	JN710591	JN710591
<i>Steccherinum tenue</i> Burds. & Nakasone	Estados Unidos	KHL12316	JN710598	JN710598
<i>Trulla dentipora</i> (Ryvarden & Iturr.) Miettinen & Ryvarden	Venezuela	X200	JN710512	JN710512
<i>Trulla dentipora</i>	Brasil	AS 2288	KY970064	KY952634
<i>Trulla dentipora</i>	Brasil	AS1028	KY969747	-
<i>Trulla dentipora</i>	Brasil	AS1773	KY969755	KY969734
<i>Trulla dentipora</i>	Brasil	AS2502	KY969752	KY969642
<i>Trulla dentipora</i>	Brasil	WX245	KY970070	KY969746
<i>Trulla dentipora</i>	Brasil	WX95	KY969748	KY969732
<i>Trulla dentipora</i>	Brasil	WX51	KY970065	-
<i>Trulla meridae</i> Miettinen & Ryvarden	Brasil	AS2150	-	KY980676
<i>Trulla duracina</i> (Pat.) Miettinen	Venezuela	X290	JN710513	JN710513

Tabela 1 – Continuação

Espécies	País	Nº da amostra	Nº de acesso do GenBank	
			ITS	LSU
<i>Tyromyces amazonicus</i> sp. nov.	Brasil	AS1836	KY980674	KY980667
<i>Tyromyces angulatus</i> sp. nov.	Brasil	AS661	-	KY980664
<i>Tyromyces canadensis</i> (Overh.) J. Lowe	Finlândia	1321	AF126907	AF126907
<i>Tyromyces chioneus</i> (Fr.) P. Karst.	Finlândia	OM7487	HQ659244	HQ659244
<i>Tyromyces chioneus</i>	Coreia do Sul	11D064	LC062615	-
<i>Tyromyces fissilis</i> (Berk. & M.A. Curtis) Donk	República Tcheca	BRNM 699803	HQ728292	HQ729002
<i>Tyromyces kmetii</i> (Bres.) Bondartsev & Singer	China	Dai 12403	KF698747	KF698758
<i>Tyromyces leucomallus</i> (Berk. & M.A. Curtis) Murrill	Costa Rica	JV 1407/66	KT156695	-
<i>Tyromyces wynneae</i> (Berk. & Broome) Donk	Dinamarca	X1215	JN710604	JN710604
<i>Tyromyces wynneae</i>	Dinamarca	X1217	JN710605	JN710605
<i>Tyromyces</i> sp.	China	X1150	JN710603	JN710603
Serpulaceae				
<i>Athelia epiphylla</i> Pers.	Estados Unidos	100564	GU187501	GU187558
<i>Austropaxillus boletinoides</i> (Singer) Bresinsky & Jarosch	Chile	Pbo1	HM135660	HM135710
<i>Austropaxillus mcnabbii</i> (Singer, J. García & L.D. Gómez) Jarosch	Nova Zelândia	AU5	HM135656	HM135706
<i>Austropaxillus muelleri</i> (Berk.) Bresinsky & Jarosch	Austrália	Pax112	HM135658	HM135708
<i>Austropaxillus squarrosus</i> (McNabb) Bresinsky & Jarosch	Argentina	AU9	HM135657	HM135707

Tabela 1 – Continuação

Espécies	País	Nº da amostra	Nº de acesso do GenBank	
			ITS	LSU
<i>Austropaxillus statuum</i> (Speg.) Bresinsky & Jarosch	Chile	Pst2	HM135659	HM135709
<i>Austropaxillus</i> sp.	Austrália	HN3458	DQ534572	DQ534670
<i>Leptosporomyces raunkiaeri</i> (M.P. Christ.) Jülich	Estados Unidos	HHB-7628	GU187528	GU187588
<i>Serpula incrassata</i> (Berk. & M.A. Curtis) Donk	Canadá	DAOM 170590	GU187541	GU187595
<i>Serpula incrassata</i>	Desconhecido	RLG 2538-Sp	HM135647	AY491672
<i>Serpula himantioides</i> (Fr.) P. Karst.	Estados Unidos	RLG-12941	GU187547	GU187602
<i>Serpula himantioides</i>	Canadá	MUCL 30795	AM076494	AM076527
<i>Serpula himantioides</i>	Bélgica	MUCL:30528	GU187545	GU187600
<i>Serpula himantioides</i> .	Estados Unidos	P99/M213	AM076514	AM076547
<i>Serpula himantioides</i>	Noruega	TH-Nor	AM076497	AM076530
<i>Serpula lacrymans</i> (Wulfen) J. Schröt.	República Tcheca	Cz1	HM022435	HM135696
<i>Serpula lacrymans</i>	Desconhecido	REG383	GU187542	GU187596
<i>Serpula lacrymans</i>	Noruega	SL1	GU196448	AM076559
<i>Serpula pulverulenta</i> (Sowerby) Bondartsev	Alemanha	221	FR691860	–
<i>Serpula pulverulenta</i>	Alemanha	102	FR691859	–
<i>Serpula similis</i> (Berk. & Broome) Ginns	Brasil	AS1808	Submetido	Submetido
<i>Serpula similis</i>	Brasil	AS1569	Submetido	Submetido
<i>Serpula similis</i>	Tailândia	MUCL44771	AY491671	AY491671
<i>Serpula similis</i>	Austrália	MEL:2382652	KP013015	KP013015
<i>Serpula similis</i>	Austrália	MEL:2382772	KP012955	KP012955

Fonte: Soares, 2017

5 RESULTADOS E DISCUSSÃO

5.1 Riqueza de espécies de Agaricomycetes poroides na Amazônia oriental brasileira

Após 13 expedições, 2.814 espécimes de Agaricomycetes foram coletados, sendo 816 descartados por estarem contaminados, muito velhos ou por pertencerem a outras classes. Os 1.998 espécimes restantes foram identificados e corresponderam a 191 espécies, distribuídas em 11 famílias e cinco ordens. Dessas, 13 são espécies novas para ciência, um novo registro para o Neotrópico, um para a América do Sul, 18 para o Brasil e 21 para a Amazônia.

As famílias encontradas pertencem às ordens (1) Boletales E.-J. Gilbert, (2) Hymenochaetales Oberw., (3) Polyporales Gäum., (4) Russulales Kreisel ex P.M. Kirk, P.F. Cannon & J.C. David e (5) Trechisporales K.H. Larss., seguindo a classificação de Kirk *et al.* (2008) (Tabela 2).

A família mais representativa foi Polyporaceae, com 95 espécies e 31 gêneros (Gráfico 1), além de apresentar a maior quantidade de espécies novas (quatro) e novos registros (19) (Tabela 2). Esta família é muito estudada (Ryvarden & Johansen 1980, Gilbertson & Ryvarden 1986, 1987, Núñez & Ryvarden 2001) e este número era esperado por ser uma família com 179 gêneros (<http://www.mycobank.org>) e possuir a maior diversidade de espécies na ordem Polyporales. O último levantamento realizado mostrou a existência de 636 espécies (Kirk *et al.* 2008); entretanto, com a constante descoberta de novas espécies, este número já foi ultrapassado (Banik *et al.* 2012, Li & Cui 2013, Sotome *et al.* 2016).

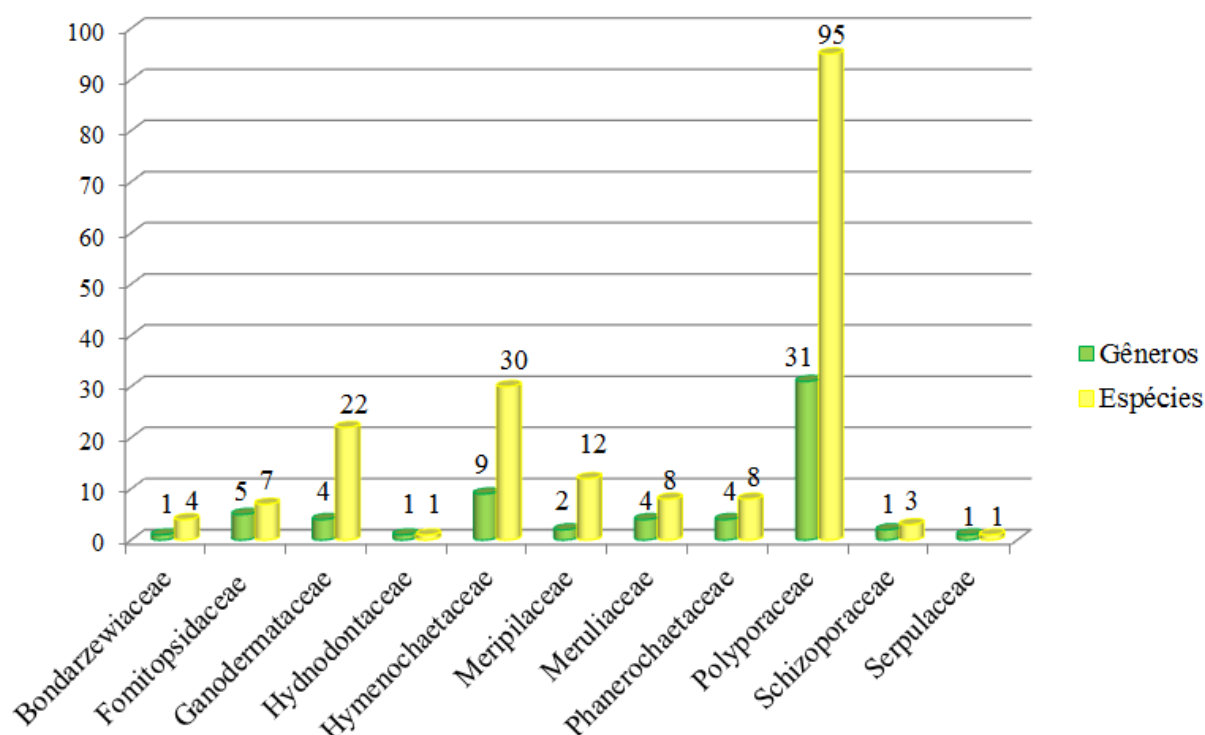
A família Hymenochaetaceae Donk foi a segunda mais representada, com 30 espécies e nove gêneros, seguida por Ganodermataceae Donk, com 22 espécies e quatro gêneros (Gráfico 1). Ambas apresentaram uma nova espécie cada (Tabela 2). A família Fomitopsidaceae Jülich foi representada por cinco gêneros e sete espécies, das quais duas são novas, *Fomitopsis roseoalba* e *Rhodofomitopsis flabellata*. Meruliaceae Rea foi representada por quatro gêneros e oito espécies, sendo *Steccherinum amapaense* uma nova espécie desta família, enquanto Meripilaceae Jülich e Schizoporaceae Vel. apresentaram dois gêneros (Tabela 2). Em relação à Meripilaceae, foram registradas 12 espécies, uma das quais é nova para a ciência. Além disso, é a segunda vez que *Rigidoporus grandisporus* é citado para a ciência (Gomes-Silva *et al.* 2014). Schizoporaceae apresentou três espécies. Phanerochaetaceae Jülich está representada por quatro gêneros e oito espécies, das quais duas são espécies novas (Tabela 2).

As famílias Bondarzewiaceae Kotl. & Pouzar, Hydnodontaceae Jülich e Serpulaceae Jarosch & Bresinsky foram representadas por apenas um único gênero. No caso de

Bondarzewiaceae, quatro espécies foram encontradas, uma das quais é nova para a ciência. Por outro lado, Hydnodontaceae e Serpulaceae foram representadas por apenas uma única espécie.

Os gêneros mais representativos foram *Amauroderma* Murrill e *Perenniporia* Murril, com 15 espécies e uma espécie nova cada, seguidos de *Trametes* Fr., com 13 espécies, e *Phellinus* Quél com 10 espécies (Tabela 2). Por outro lado, dentre os gêneros registrados, 21 [*Abundisporus* Ryvarden, *Antrodia* P. Karst., *Datronia* Donk, *Earliella* Murrill, *Fomes* (Fr.) Fr., *Fomitella* Murrill, *Gloeoporus* Mont., *Haddowia* Steyaert, *Henningsia* Möller, *Humphreya* Steyaert, *Lenzites* Fr., *Melanoporella* Murrill, *Navisporus* Ryvarden, *Panus* Fr., *Phanerina* Miettinen, *Phellinidium* (Kotl.) Fiasson & Niemelä, *Schizopora* Velen., *Serpula* (Pers.) Gray, *Steccherinum* Gray, e *Trechispora* P. Karst., *Wolfiporia* Ryvarden & Gilb.] estão representados por uma única espécie.

Gráfico 1 - Número de gêneros e espécies distribuídos por famílias.



Fonte: Soares, 2017.

A área com maior número de espécimes coletados e analisados foi a FLONA do Amapá, com 828 espécimes e 126 espécies (Gráfico 2), das quais 44 foram exclusivas e nove são novas para a ciência (Tabela 3). Anteriormente, 97 espécies foram apresentadas para a

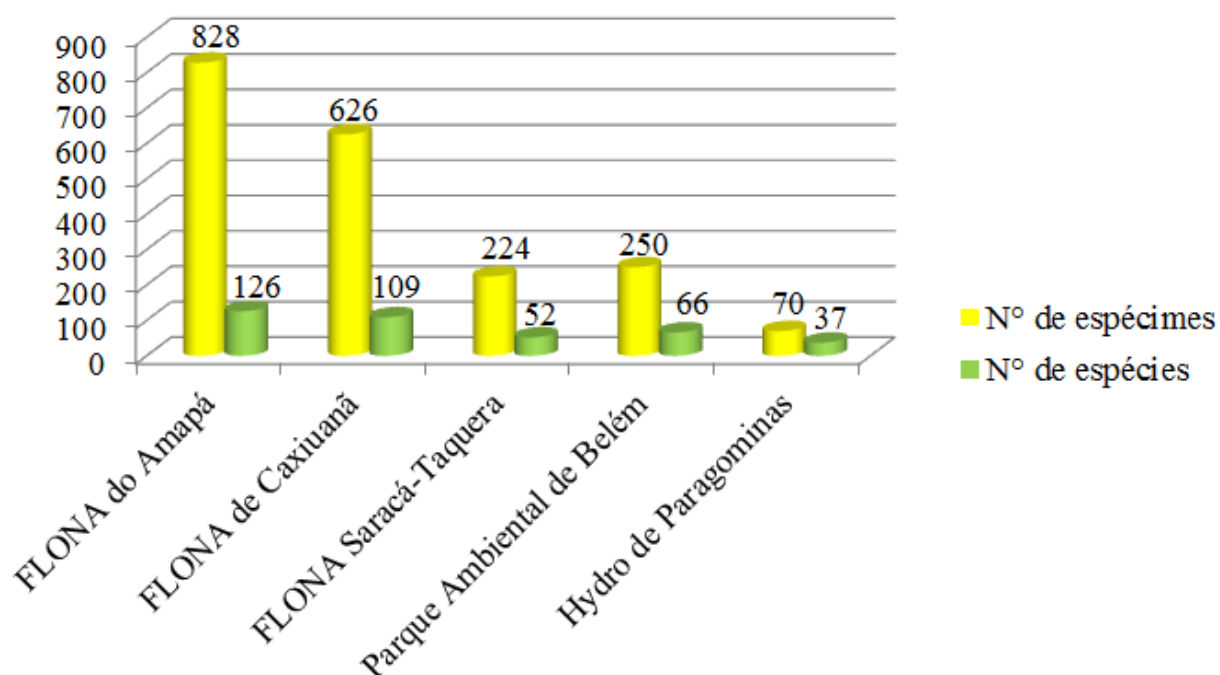
área, das quais apenas duas foram novas para este bioma (Soares *et al.* 2014a) e *Ceriporia amazonica* nova para a ciência (Soares *et al.* 2014b).

Na FLONA de Caxiuanã foram coletados 626 espécimes que representaram 109 espécies (Gráfico 2), das quais 31 espécies foram exclusivas para a área, com a adição de uma espécie nova (*Tyromyces amazonicus*) (Tabela 3). Entre os anos de 2009 e 2013, o número total registrado em pesquisas variou entre 76 e 96 espécies de Agaricomycetes poroides identificados na FLONA (Sotão *et al.* 2009, Gibertoni *et al.* 2013, Medeiros *et al.* 2013). Apesar da FLONA de Caxiuanã encontrar-se entre as áreas de conservação ambiental mais estudada da Amazônia, o número superior de espécies encontradas neste estudo demonstra que ainda existe diversidade a ser explorada.

No Parque Ambiental de Belém, foram coletados 250 espécimes totalizando 66 espécies, seis exclusivas e uma espécie nova (*Amauroderma* sp. Nov.) (Tabela 3). Na FLONA Saracá-Taquera foram coletados 224 espécimes, representando 52 espécies, das quais seis foram exclusivas. Por fim, na Hydro de Paragominas, 70 espécimes foram coletados, representando 37 espécies, com sete espécies exclusivas, dentre elas duas novas espécies para a ciência (*Ceriporia paralacerata* e *Phanerochaete paraensis*). Todas as espécies coletadas nestas três últimas áreas são novos registros para as mesmas. Nestas áreas, mesmo em regiões com alto processo de antropização, ainda é possível encontrar significativa riqueza de espécies, inclusive novas.

Apenas, 13 espécies ocorreram em todas as áreas, as quais foram: *Dichomitus cavernulosus* (Berk.) Masuka & Ryvarden, *Fulvifomes umbrinellus* (Bres.) Y.C. Dai, *Funalia caperata* (Berk.) Zmitr. & Malysheva, *Fuscoporia callimorpha* (Lév.) Groposo, Log.-Leite & Góes-Neto, *Phellinus rimosus* (Berk.) Pilát 1940, *Polyporus dictyopus* Mont., *Polyporus guianensis* Mont., *Polyporus leprieurii* Mont., *Polyporus tenuiculus* (P. Beauv.) Fr., *Rigidoporus lineatus* (Pers.) Ryvarden, *Schizopora flavipora* (Berk. & M.A. Curtis ex Cooke) Ryvarden, *Tinctoporellus epimiltinus* (Berk. & Broome) Ryvarden e *Trametes modesta* (Kunze ex Fr.) Ryvarden.

Gráfico 2 - Número de espécimes e espécies em cada área de coleta.



Fonte: Soares, 2017.

De acordo com a lista da Flora do Brasil, são conhecidas cerca de 230 espécies de fungos poroides para a Amazônia brasileira (<http://www.floradobrasil.jbrj.gov.br/>). Desta forma, o presente estudo ampliou o conhecimento desses fungos para esta região em aproximadamente 25%. Além dos novos registros, foram descobertas novas espécies para a ciência em oito das 11 famílias identificadas.

Tabela 2 - Ordens, famílias e espécies de Agaricomycetes poroides, indicando as novas ocorrências para os estados da Amazônia (AP = Amapá, PA = Pará), para a Amazônia (AM), para o Brasil (BR), para a América do Sul (AmS), para os Neotrópicos (Neo) e para a Ciência (CI), bem como os estados de coletas e referência da descrição da espécie. SDC = Sem Descrição Completa

	Ordens, Famílias e espécies	Novas Ocorrências	Voucher	Descrição
	Boletales E.-J. Gilbert			
	Serpulaceae Grey			
1	<i>Serpula similis</i> Grey	Neo	(AP) URM 87839	Carlier <i>et al.</i> (2014)
	Hymenochaetales Oberw.			
	Hymenochaetaceae Donk			
2	<i>Coltricia barbata</i> Ryvarden & Meijer	-	(PA) URM 89315	Ryvarden (2004)
3	<i>Coltricia hamata</i> (Romell) Ryvarden	-	(PA) URM 86932	Ryvarden (2004)
4	<i>Coltricia cinnamomea</i> (Jacq) Murril	-	(PA) AS 1716	Ryvarden (2004)
5	<i>Inonotus calcitratus</i> (Berk. & M.A. Curtis) Gomes-Silva & Gibertoni	-	(AP) URM 89537	Ryvarden (2004)
6	<i>Inonotus portoricensis</i> (Overh.). Baltazar & Gibertoni	AM	(AP) AS 2626	Ryvarden (2004)
7	<i>Fomitiporia punctata</i> (P. Karst.) Murrill	AP	(PA) URM 89389	Ryvarden (2004)
8	<i>Fomitiporia robusta</i> (P. Karst.). Fiasson & Niemelä	-	(PA) AS 512	Ryvarden (2004)
9	<i>Fuscoporia calimorpha</i> (Lév.). Groposo, Log.-Leite & Góes-Neto	-	(AP) URM 89433, (PA) URM 89431.	Ryvarden (2004)
10	<i>Fuscoporia contigua</i> (Pers.) G. Cunn.	-	(PA) URM 89434	Ryvarden (2004)
11	<i>Fuscoporia senex</i> (Nees & Mont.) Ghob.-Nejh.	-	(PA) URM 89684	Ryvarden (2004)
12	<i>Fuscoporia rhabarbarina</i> (Berk.) Groposo, Log.-Leite & Góes-Neto	AM	(PA) URM 89435	Ryvarden (2004)
13	<i>Fuscoporia ferruginosa</i> (Schrader.) Murrill	AM	(AP) AS2533	Ryvarden (2004)
14	<i>Fulvifomes melleoporus</i> (Murrill) Baltazar & Gibertoni	AM	(AP) URM 89677	Ryvarden (2004)
15	<i>Fulvifomes umbrinellus</i> (Bres.) Y.C. Dai	-	(PA) URM 89409	Ryvarden (2004)
16	<i>Phellinidium rufitinctum</i> (Berk. & M.A. Curtis ex Cooke) Bondartseva & S. Herrera	BR	(PA) MG 211347	Ryvarden (2004)
17	<i>Phellinus baccharidis</i> (Pat.) Pat.	-	(AP) URM89648 (PA) URM 89652	Ryvarden (2004)
18	<i>Phellinus chryseus</i> (Lév.) Ryvarden	AM	(PA) URM 89662	Ryvarden (2004)
19	<i>Phellinus caryophylleus</i> (Cooke) Ryvarden	AP	(AP) URM 89435	Ryvarden (2004)
20	<i>Phellinus extensus</i> (Lév.) Pat	AP	(AP) URM 87072	Ryvarden (2004)
21	<i>Phellinus griseoporus</i> D.A. Reid	AP	(PA) URM 89676	Ryvarden (2004)
22	<i>Phellinus</i> sp. nov.	CI	(AP) URM 89686	SDC
23	<i>Phellinus merrilli</i> (Murrill) Ryvarden	-	(AP) URM 89679	Ryvarden (2004)
24	<i>Phellinus rhytiphloeus</i> (Mont.) Ryvarden	AP	(AP) URM 89680	Ryvarden (2004)
25	<i>Phellinus rimosus</i> (Berk.) Pilát	-	(AP) URM 89682	Ryvarden (2004)

Ordens, Famílias e espécies	Novas Ocorrências	Voucher	Descrição
Hymenochaetales Oberw.			
Hymenochaetaceae Donk			
26 <i>Phellinus shaferi</i> (Murrill) Ryvarden	-	(AP) URM 89685	Ryvarden (2004)
27 <i>Phylloporia chrysites</i> (Berk.) Ryvarden	-	(AP) URM 87077	Ryvarden (2004)
28 <i>Phylloporia spathulata</i> (Hook.) Ryvarden	-	(AP) URM 87078	Ryvarden (2004)
29 <i>Phylloporia pectinata</i> (Klotzsch) Ryvarden	-	(PA) AS 632	Ryvarden (2004)
30 <i>Tropicoporus dependens</i> (Murrill) L.W. Zhou, Y.C. Dai & Vlasák	-	(PA) URM 89928	Ryvarden (2004)
31 <i>Tropicoporus linteus</i> (Berk. & M.A. Curtis) L.W. Zhou & Y.C. Dai	AP	(PA) URM 89929	Ryvarden (2004)
Schizoporaceae Vel		(AP) URM 89839	
32 <i>Schizopora flavipora</i> (Berk. & M.A. Curtis ex Cooke) Ryvarden	-	(AP) URM 89878	Ryvarden & Johansen (1980)
33 <i>Oxyporus latemarginatus</i> (Durieu & Mont.) Donk	AM	(AP) AS 1094	Ryvarden & Johansen (1980)
34 <i>Oxyporus mollis</i> Gibertoni & Ryvarden	AP	(AP) URM 89609	Gibertoni <i>et al.</i> (2012)
Polyporales Gäum.			
Fomitopsidaceae Jülich			
35 <i>Antrodia mallicola</i> (Berk. & M.A. Curtis) Donk	AM	(AP) AS 2525	Carranza-Morse & Gilbertson (1986)
36 <i>Daedalea aethalodes</i> (Mont.) Rajchenb.	-	(PA) URM 89326	Rachenberg (1987)
37 <i>Daedalea dochmia</i> (Berk. & BRoome) T. Hatt.	BR	(AP) AS 2682	Carranza-Morse & Gilbertson (1986)
38 <i>Fomitella supina</i> (Sw.) Murril	-	(AP) URM 89382	Ryvarden & Johansen (1980)
39 <i>Fomitopsis cupreorosea</i> (Berk.) J. Carranza & Gilb.	-	(PA) URM 89391	Carranza-Morse & Gilbertson (1986)
40 <i>Fomitopsis roseoalba</i> Soares, Ryvarden & Gibertoni	CI	(AP) URM 89398	Apêndice A
41 <i>Rhodofomitopsis flabellata</i> Soares & Gibertoni	CI	(AP) URM 89405	Apêndice A
Ganodermataceae Donk			
42 <i>Amauroderma brasiliensis</i> (Singer) Ryvarden	-	(PA) URM 89211	Ryvarden (2004)
43 <i>Amauroderma aurantiacum</i> (Torrend) Gibertoni & Bernicchia	-	(PA) URM89210	Gibertoni <i>et al.</i> (2008)
44 <i>Amauroderma calcigenum</i> (Berk.) Torrend	-	(AP) URM89212 (PA) URM 89213	Ryvarden (2004)
45 <i>Amauroderma camerarium</i> (Berk.) J.S. Furtado	-	(AP) URM 89219	Ryvarden (2004)
46 <i>Amauroderma elegantissimum</i> Ryvarden & Iturr.	-	(PA) URM 89221	Ryvarden (2004)
47 <i>Amauroderma exile</i> (Berk.) Torrend	-	(AP) URM 89224	Ryvarden (2004)
48 <i>Amauroderma intermedium</i> (Bres.&Pat.) Torrend	-	(AP) URM 89235	Ryvarden (2004)
49 <i>Amauroderma lacatostipitatum</i> Gomes-Silva, Gibertoni & Ryvarden	AP	(PA) URM 89240	Gomes-Silva <i>et al.</i> (2015)
50 <i>Amauroderma omphalodes</i> (Berk.) Torrend	-	(AP) URM 89241	Ryvarden (2004)
51 <i>Amauroderma partitum</i> (Berk.) Wakef.	-	(PA) URM 89248	Ryvarden (2004)
52 <i>Amauroderma praetervisum</i> (Pat.) Torrend	-	(PA) URM 89267	Ryvarden (2004)
53 <i>Amauroderma schomburgkii</i> (Mont.&Berk.) Torrend	-	(AP) URM 89281	Ryvarden (2004)
54 <i>Amauroderma sprucei</i> (Pat.) Torrend	-	(AP) URM 89290	Ryvarden (2004)
55 <i>Amauroderma subsessile</i> Gomes-Silva, Ryvarden & Gibertoni	AP	(AP) URM 89293	Gomes-Silva <i>et al.</i> (2015)

Ordens, Famílias e espécies		Novas Ocorrências	Voucher	Descrição
Polyporales Gäum.				
Ganodermataceae Donk				
56	<i>Amauroderma</i> sp. nov.	CI	(PA) MG 2134987	SDC
57	<i>Ganoderma chalconeum</i> (Cooke) Steyaert	-	(PA) URM 89437	Ryvarden (2004)
58	<i>Ganoderma multicornum</i> Ryvarden	-	(PA) URM 89438	Ryvarden (2004)
59	<i>Ganoderma multiplicatum</i> (Mont.) Pat.	-	(AP) URM 89439	Ryvarden (2004)
60	<i>Ganoderma parvulum</i> Murril	-	(PA) URM 89440	Ryvarden (2004)
61	<i>Ganoderma tornatum</i> (Pers.) Bres.	-	(AP) URM 89460	Ryvarden (2004)
62	<i>Haddowia longipes</i> (Lév.) Steyaert	-	(AP) URM 89505	Ryvarden (2004)
63	<i>Humphreya coffeata</i> (Berk.) Steyaert	-	(PA) URM 89518	Ryvarden (2004)
Meripilaceae Jülich				
64	<i>Henningsia</i> sp. nov.	CI	(AP) MG 213498	SDC
65	<i>Rigidoporus amazonicus</i> Ryvarden	-	(PA) URM 89793	Ryvarden (1987)
66	<i>Rigidoporus biokoensis</i> (Bres. ex Lloyd) Ryvarden	-	(PA) URM 89794	Ryvarden & Johansen (1980)
67	<i>Rigidoporus crocatus</i> (Pat.) Ryvarden	-	(PA) MG 213404	Westphalen & Silveira (2012)
68	<i>Rigidoporus grandisporus</i> Ryvarden, Gomes-Silva & Gibertoni	AP	(AP) URM 87122	Gomes-Silva <i>et al.</i> (2014)
69	<i>Rigidoporus lineatus</i> (Pers.) Ryvarden	-	(PA) URM 89826	Leal & Gugliotta (2008)
70	<i>Rigidoporus mariae</i> Gibertoni, Gomes-Silva & Ryvarden	AP	(PA) URM 89813	Gomes-Silva <i>et al.</i> (2014)
71	<i>Rigidoporus microporus</i> (Sw.) Overeem	-	(AP) URM 87149	Ryvarden & Johansen (1980)
72	<i>Rigidoporus mutabilis</i> I. Lindblad & Ryvarden	BR	(PA) URM 89824	Lindblad & Ryvarden (1999)
73	<i>Rigidoporus ulmarius</i> (Sowerby) Imazeki	-	(AP) URM 89831	Ryvarden & Gilbertson (1994)
74	<i>Rigidoporus undatus</i> (Pers.) Donk	-	(PA) URM 89833	Donk (1967)
75	<i>Rigidoporus vinctus</i> (Berk.) Ryvarden	-	(PA) URM 89836	Ryvarden & Johansen (1980)
Meruliaceae Rea				
76	<i>Flaviporus hydrophila</i> (Berk. & M.A. Curtis) Ryvarden	-	(AP) URM 86891	Ginns (1980)
77	<i>Flaviporus liebmannii</i> (Fr.) Ginns	-	(PA) URM 86904	Ginns (1980)
78	<i>Junghuhnia carneola</i> (Bres.) Rajchenb.	-	(PA) AS 443	Westphalen <i>et al.</i> (2012)
79	<i>Junghuhnia subundata</i> (Murrill) Ryvarden	-	(AP) URM 89544	Soares <i>et al.</i> (2014)
80	<i>Steccherinum amapaense</i> sp. nov.	CI	(AP) AS 888	Apêndice B
81	<i>Trulla dentipora</i> Ryvarden & Iturriaga	BR	(AP) URM 86890	Ryvarden & Iturriaga (2003)
82	<i>Trulla duracina</i> (Pat.) Murrill	AM	(AP) URM 86910	Lindblad & Ryvarden (1999)
83	<i>Trulla meridae</i> Mietinem & Ryvarden	BR	(AP) AS 2150	Mietinem & Ryvarden (2016)
Phanerochaetaceae Jülich				
84	<i>Antrodiella murrillii</i> (Lloyd) Ryvarden	BR	(AP) URM 86908	Ryvarden (1990)
85	<i>Antrodiella semisupina</i> (Berk. & M.A. Curtis) Ryvarden	AM	(PA) URM 86909	Ryvarden & Johansen (1980)
86	<i>Ceriporia albobrunnea</i> Ryvarden & Iturriaga	PA	(PA) MG 213421	Ryvarden & Iturriaga (2003)
87	<i>Ceriporia amazonica</i> Soares, Sotão & Ryvarden	PA	(AP) URM89313	Soares <i>et al.</i> (2014)

Ordens, Famílias e espécies	Novas Ocorrências	Voucher	Descrição
Polyporales Gäum.			
Phanerochaetaceae Jülich			
88 <i>Ceriporia purpurea</i> (Fr.) Donk	AM	(PA) AS 2256	Donk (1971)
89 <i>Ceriporia paralacerata</i> sp. nov.	CI	(PA) MG 213467	SDC
90 <i>Phanerina mellea</i> (Berk. & Broome) Miettinen	AM	(PA) MG 214789	Miettinen <i>et al.</i> (2016)
91 <i>Phanerochaete paraensis</i> sp. nov.	CI	(PA) MG 213456	SDC
Polyporaceae Corda			
92 <i>Abundisporus rosealbus</i> (Jung.) Ryvaden	-	(AP) URM 89207 (PA) URM 89208	Ryvarden (1998)
93 <i>Ceriporiopsis cf. lateomarginata</i> (Rick) Rajchenb.	AM	(PA) URM 86930	Rajchenberg & Meijer (1990)
94 <i>Ceriporiopsis mucida</i> (Pers.) Gilb. & Ryvarden	AM	(AP) MG 215432	Ryvarden & Johansen (1980)
95 <i>Climacodon pulcherrimus</i> (Berk. & M.A. Curtis) Nikol.	AP	(AP) URM 86931	Ryvarden & Johansen (1980)
96 <i>Coriopsis brunneoleuca</i> (Berk.) Ryvarden	-	(PA) URM 89316	Nogueira-Melo <i>et al.</i> (2012)
97 <i>Coriopsis psila</i> (Lloyd) Ryvarden	-	(PA) URM 89324	Nogueira-Melo <i>et al.</i> (2012)
98 <i>Datronia glabra</i> Ryvarden	AM	(PA) URM 89327	Ryvarden (1987)
99 <i>Dichomitus anoetoporus</i> (Berk. & M. A. Curtis) Ryvarden	AM	(PA) MG 214767	Ryvarden (1984)
100 <i>Dichomitus amazonicus</i> Gomes-Silva, Ryvarden & Gibertoni	-	(PA) URM 89360	Gomes-Silva <i>et al.</i> (2012)
101 <i>Dichomitus cavernulosus</i> (Berk.) Masuka & Ryvarden	-	(PA) URM 89333	Masuka & Ryvarden (1999)
102 <i>Dichomitus cylindroporus</i> Ryvarden	BR	(PA) URM 86952	Ryvarden (2007)
103 <i>Dichomitus setulosus</i> (Henn.) Masuka & Ryvarden	-	(PA) URM 89362	Masuka & Ryvarden (1999)
104 <i>Diplomitoporus costaricensis</i> Lindblad & Ryvarden	BR	(AP) URM 89348	Lindblad & Ryvarden (1999)
105 <i>Diplomitoporus honduriensis</i> (Murrill) Ryvarden	BR	(AP) AS 1819	Ryvarden (2000)
106 <i>Diplomitoporus incisus</i> Ryvarden	AM	(PA) AS 2317	Ryvarden (2000)
107 <i>Diplomitoporus venezuelicus</i> Ryvarden & Iturr.	AP	(PA) AS1689	Ryvarden & Iturriaga (2003)
108 <i>Earliella scabrosa</i> (Pers.) Gilb. & Ryvarden	-	(AP) URM 86955	Gilbertson & Ryvarden (1986)
109 <i>Fomes fasciatus</i> (Sw.) Cooke	-	(PA) URM 86957	Gilbertson & Ryvarden (1986)
110 <i>Funalia caperata</i> (Berk.) Murril	-	(AP) URM 89317, (PA) URM 89424	Ryvarden & Johansen (1980)
111 <i>Funalia floccosa</i> (Jungh.) Ryvarden	-	(AP) URM 86938	Ryvarden & Johansen (1980)
112 <i>Funalia polyzona</i> (Pers.) Niemelä	-	(PA) URM 86962	Ryvarden & Johansen (1980)
113 <i>Gloeoporus thelephoroides</i> (Hook.) G.H. Cunn.	-	(AP) URM 86990	Cunn (1965)
114 <i>Grammothele brasiliensis</i> Ryvarden	AM	(AP) URM 89491	Ryvarden (2015)
115 <i>Grammothele bolivianus</i> Karasinski	BR	(PA) AS 1621	Karasinski (2015)
116 <i>Grammothele fuligo</i> (Berk. & Broome) Ryvarden	-	(PA) URM 89494	Ryvarden (2015)

Ordens, Famílias e espécies		Novas Ocorrências	Voucher	Descrição
Polyporales Gäum.				
Polyporaceae Corda				
117	<i>Grammothele lineata</i> Berk. & MA Curtis	-	(PA) URM 89498	Ryvarden & Johansen (1980)
118	<i>Grammothele subargentea</i> (Speg.) Rajchenb	-	(AP) URM 89499	Rajchenberg (1983)
119	<i>Hexagonia capillaceae</i> Pat.	AM	(PA) URM 89506	Fidalgo (1968)
120	<i>Hexagonia cucullata</i> (Mont.) Murrill	AP	(PA) URM 89508	Ryvarden & Johansen (1980)
121	<i>Hexagonia glabra</i> (P. Beauv.) Ryvarden	-	(PA) URM 89512	Fidalgo (1968)
122	<i>Hexagonia hydroides</i> (Sw.) M Fidalgo	-	(PA) URM 89517	Fidalgo (1968)
123	<i>Lentinus cf. berteroi</i> Bouriquet	-	(AP) URM 87012	Fidalgo (1968)
124	<i>Lentinus velutinus</i> Fr.	-	(AP) URM 87016	Ryvarden & Johansen (1980)
125	<i>Lenzites elegans</i> (Spreng.) Pat.	-	(AP) URM 87024	Ryvarden & Johansen (1980)
126	<i>Melanoporella carbonaceus</i> (Berk. & M.A. Curtis) Murrill	BR	(PA) MG 213567	Ryvarden & Johansen (1980)
127	<i>Microporellus delbatus</i> (Berk. & MA Curtis) Murrill	-	(AP) URM 87025	Rajchenberg (1985)
128	<i>Microporellus obovatus</i> (Jungh.) Ryvarden	-	(AP) URM 87037	Ryvarden & Johansen (1980)
129	<i>Microporellus iguazuensis</i> Rajchenb.	AP	(PA) AS636	Reck <i>et al.</i> (2011)
130	<i>Navisporus floccosus</i> (Bres.) Ryvarden	AM	(PA) MG 213588	Drechsler-Santos <i>et al.</i> (2007)
131	<i>Nigrofomes melanoporus</i> (Mont.) Murrill	-	(PA) URM 89591	Ryvarden & Johansen (1980)
132	<i>Nigroporus rigidus</i> Ryvarden	-	(AP) URM 89594	Ryvarden & Johansen (1980)
133	<i>Nigroporus vinosus</i> (Berk.) Murril	-	(AP) URM 89600	Ryvarden & Johansen (1980)
134	<i>Panus strigellus</i> Berk.	AM	(AP) URM 87047	Overh (1930)
135	<i>Pachykytospora papyracea</i> (Schw.) Ryvarden	AP	(AP) URM 87046	Gilbertson & Ryvarden (1987)
136	<i>Pachykytospora</i> sp. nov.	CI	(AP) AS 2688	SDC
137	<i>Perenniporia aurantiaca</i> (A. David & Rajchenb) Decock & Ryvarden	-	(PA) URM 87048	Decock & Ryvarden (1999b)
138	<i>Perenniporia brasiliensis</i> Lira, Soares, Ryvarden & Gibertoni	CI	(AP) URM 89947	Crous <i>et al.</i> (2017)
139	<i>Perenniporia contraria</i> (Berk. & M.A. Curtis) Ryvarden	-	(PA) URM 87049	Ryvarden (1972)
140	<i>Perenniporia centrali-africana</i> Decock & Mossebo	-	(AP) URM 87050	Decock & Mossebo (2001)
141	<i>Perenniporia detrita</i> (Berk.) Ryvarden	-		Decock & Ryvarden (1999)
142	<i>Perenniporia inflexibilis</i> (Berk.) Ryvarden	-	(AP) URM 89621 (PA) (PA) URM 89626	Ryvarden (1972)
143	<i>Perenniporia martia</i> (Berk.) Ryvarden	-	(AP) URM 89630	Ryvarden (1972)
144	<i>Perenniporia medula-panis</i> (Jacq.) Donk	-	(AP) AS 838	Donk (1967)
145	<i>Perenniporia minutopora</i> Ryvarden & Decock		(AP) URM 89632	Decock & Ryvarden (2000)
146	<i>Perenniporia ohiensis</i> (Berk.) Ryvarden	AP	(PA) URM 89633	Ryvarden (1972)
147	<i>Perenniporia roseoisabellina</i> (Pat. & Gaillard) Ryvarden	-	(AP) URM 89634	Ryvarden (1983)
148	<i>Perenniporia sprucei</i> Decock & Ryvarden	-	(AP) URM 89638	Decock & Ryvarden (1999b)

Ordens, Famílias e espécies		Novas Ocorrências	Voucher	Descrição
Polyporales Gäum.				
Polyporaceae Corda				
149	<i>Perenniporia stipitata</i> Ryvarden	-	(AP) URM 87068	Decock & Ryvarden (1998)
150	<i>Perenniporia tephropora</i> (Mont.) Ryvarden	AP	(AP) AS 1839	Ryvarden (1972)
151	<i>Perenniporia xantha</i> Decock & Ryvarden	BR	(AP) URM 89647	Decock & Ryvarden (1999)
152	<i>Polyporus arcularius</i> (Batsch) Fries	-	(AP) URM 87079	Ryvarden & Johansen (1980)
153	<i>Polyporus dictyopus</i> Mont.	-	(AP) URM 87081	Nuñez & Ryvarden (1995)
154	<i>Polyporus guianensis</i> Mont.	-	(PA) URM 87091	Nuñez & Ryvarden (1995)
155	<i>Polyporus ianthinus</i> Gibertoni & Ryvarden	-	(AP) URM 87100	Gibertoni <i>et al.</i> (2004)
156	<i>Polyporus leprieurii</i> Mont.	-	(AP) URM 87106	Nuñez & Ryvarden (1995)
157	<i>Polyporus philippinensis</i> Berk.	AP	(PA) URM 89776	Nuñez & Ryvarden (1995)
158	<i>Polyporus tenuiculus</i> P. Beauv.	-	(AP) URM 87112	Nuñez & Ryvarden (1995)
159	<i>Polyporus udus</i> Jungh.	PA	(PA) URM 2173	Nuñez & Ryvarden (1995)
160	<i>Polyporus tricholoma</i> Mont.	-	(PA) URM 89779	Nuñez & Ryvarden (1995)
161	<i>Porogramme albocincta</i> (Cooke & Massee) J. Lowe	-	(AP) URM 89785	Ryvarden (1970)
162	<i>Porogramme lateritia</i> (Pat.) Pat.	BR	(PA) URM AS 2218	Ryvarden (1970)
163	<i>Pycnoporus puniceus</i> (L.) Murrill	AmS	(PA) URM 89789	Ryvarden (1972)
164	<i>Pycnoporus sanguineus</i> (L.) Murrill	-	(PA) URM 89790	Ryvarden & Johansen (1980)
165	<i>Tinctoporellus epimiltinus</i> (Berk. & Broome) Ryvarden	-	(AP) URM 89859	Ryvarden (1979)
166	<i>Tinctoporellus isabellinus</i> Ryvarden & Iturr.	BR	(PA) URM AS 614	Ryvarden & Iturriaga (2003)
167	<i>Trametes cotonea</i> (Pat. & Har.) Ryvarden	-	(AP) URM 87168	Ryvarden (1972)
168	<i>Trametes cubensis</i> (Mont.) Sacc.	-	(PA) URM 89875	Saccardo (1891)
169	<i>Trametes hostamanni</i> (Berk.) Zmitr., Wasser & Ezhov	-	(PA) URM 89876	Ryvarden & Johansen (1980)
170	<i>Trametes lactinea</i> (Berk.) Sacc.	-	(PA) URM 89879	Vlasák & Kout (2011)
171	<i>Trametes marianna</i> (Pers.) Ryvarden	-	(AP) URM 89885	Ryvarden (1973)
172	<i>Trametes maxima</i> (Mont.) A. David & Rajchenb.	AP	(PA) URM 89888	Wasser & Ezhov (2012)
173	<i>Trametes modesta</i> (Kunze ex Fr.) Ryvarden	-	(AP) URM 89892	Gilbertson & Ryvarden (1987)
174	<i>Trametes membranacea</i> (Sw.) Kreisel	AP	(PA) URM 87174	David & Rajchenberg (1985)
175	<i>Trametes menziesii</i> (Berk.) Ryvarden	BR	(PA) URM AS1656	Ryvarden (1972)
176	<i>Trametes roseola</i> Pat. & Har	BR	(PA) URM 89902	Roy & De (1996)
177	<i>Trametes supermodesta</i> Ryvarden & Iturr.	-	(PA) URM 89904	Ryvarden & Iturriaga (2003)
178	<i>Trametes pavonia</i> (Hook.) Ryvarden	-	(AP) URM 87180	Gilbertson & Ryvarden (1987)
179	<i>Trametes variegata</i> (Berk.) Zmitr., Wasser & Ezhov	-	(PA) URM 89906	Gilbertson & Ryvarden (1986)
180	<i>Trichaptum biforme</i> (Fr.) Ryvarden	-	(PA) URM 89911	Ryvarden & Gilbertson (1994)
181	<i>Trichaptum griseofuscum</i> (Mont.) Ryvarden & Iturr.	-	(PA) URM 89913	Gibertoni <i>et al.</i> (2011)
182	<i>Trichaptum perrottetii</i> (Lév.) Ryvarden	-	(PA) URM 89922	Corner (1987)

Ordens, Famílias e espécies		Novas Ocorrências	Voucher	Descrição
Polyporales Gäum.				
Polyporaceae Corda				
183	<i>Trichaptum sector</i> (Ehrenb.) Kreisel	-	(PA) URM 89925	Corner (1987)
184	<i>Tyromyces amazonicus</i> sp. nov.	CI	(PA) AS 661	Apêndice B
185	<i>Tyromyces angulatus</i> sp. nov.	CI	(AP) AS1836	Apêndice B
186	<i>Wolfiporia extensa</i> (Peck) Ginns	BR	(AP) URM 89934	Ginns (1984)
Russulales Kreisel ex P.M. Kirk, P.F. Cannon & J.C. David				
Bondarzewiaceae Kotl. & Pouzar				
187	<i>Wrightoporia brunneo-ochraceo</i> David & Rajchenb	BR	(AP) URM89937	David & Rajchenberg (1985)
188	<i>Wrightoporia avellanea</i> (Cooke) Ryvarden	AM	(AP) URM89938	Ryvarden & Johansen (1980)
189	<i>Wrightoporia</i> sp. nov.	CI	(AP) URM89207	SDC
190	<i>Wrightoporia tropicalis</i> (Cooke) Ryvarden	-	(AP) URM89208	Ryvarden & Johansen (1980)
Trechisporales K.H. Larss.				
Hydnodontaceae Jülich				
191	<i>Trechispora brasiliensis</i> (Corner) K.H. Larss.	AM	(AP) URM 89909	Larsson (1995)

Fonte: Soares, 2017.

Tabela 3 – Espécies encontradas em cada área de estudo.

Espécies	FLONA do Amapá	FLONA de Caxiuana	FLONA Saracá- Taquera	PAB	Hydro de Paragominas
<i>Abundisporus rosealbus</i>	X	X	-	-	-
<i>Amauroderma aurantiacum</i>	-	X	-	-	-
<i>Amauroderma brasiliensis</i>	-	X	-	-	-
<i>Amauroderma calcigenum</i>	X	X	X	X	-
<i>Amauroderma camerarium</i>	X	-	X	X	-
<i>Amauroderma elegantissimum</i>	X	-	X	X	-
<i>Amauroderma exile</i>	X	X	X	-	-
<i>Amauroderma intermedium</i>	X	X	X	X	-
<i>Amauroderma lacatostipitatum</i>	X	X	-	-	-
<i>Amauroderma omphalodes</i>	X	-	-	-	-
<i>Amauroderma partitum</i>	X	X	X	-	-
<i>Amauroderma praetervisum</i>	X	X	-	-	-
<i>Amauroderma schomburgkii</i>	X	X	-	X	-
<i>Amauroderma</i> sp. nov.	-	-	-	X	-
<i>Amauroderma sprucei</i>	X	-	-	X	-
<i>Amauroderma subsessile</i>	X	-	-	-	-
<i>Antrodia mallicola</i>	X	-	-	-	-
<i>Antrodiella murrillii</i>	-	-	-	X	-
<i>Antrodiella semisupina</i>	-	X	-	-	-
<i>Ceriporia albobrunnea</i>	-	-	-	-	X
<i>Ceriporia amazonica</i>	X	-	-	-	X
<i>Ceriporia paralacerata</i> sp. nov.	-	-	-	-	X
<i>Ceriporia purpurea</i>	-	-	X	-	-
<i>Ceriporiopsis</i> cf. <i>lateomarginata</i>	-	X	-	-	-
<i>Ceriporiopsis mucida</i>	X	-	-	-	-
<i>Climacodon pulcherrimus</i>	X	-	-	-	-
<i>Coltricia barbata</i>	-	X	-	-	-
<i>Coltricia cinnamomea</i>	-	X	-	-	-
<i>Coltricia hamata</i>	X	X	-	-	-
<i>Coriolopsis brunneoleuca</i>	-	X	-	-	X
<i>Coriolopsis psila</i>	-	-	X	X	-
<i>Daedalea aethalodes</i>	-	X	-	-	-

Tabela 3 – Continuação

Espécies	FLONA do Amapá	FLONA de Caxiuanã	FLONA Saracá- Taquera	PAB	Hydro de Paragominas
<i>Daedalea dochmia</i>	X	-	-	-	-
<i>Datronia glabra</i>	-	X	-	-	-
<i>Dichomitus amazonicus</i>	X	X	X	-	-
<i>Dichomitus anoectoporus</i>	-	-	-	-	X
<i>Dichomitus cavernulosus</i>	X	X	X	X	X
<i>Dichomitus cylindroporus</i>	-	X	-	-	-
<i>Dichomitus setulosus</i>	-	X	-	-	-
<i>Diplomitoporus costaricensis</i>	X	-	-	-	-
<i>Diplomitoporus honduriensis</i>	X	-	-	-	-
<i>Diplomitoporus incisus</i>	-	-	X	-	-
<i>Diplomitoporus venezuelicus</i>	-	X	-	-	-
<i>Earliella scabrosa</i>	X	X	-	X	X
<i>Flaviporus hydrophila</i>	X	X	-	X	X
<i>Flaviporus liebmannii</i>	-	X	-	X	X
<i>Fomes fasciatus</i>	X	X	-	X	X
<i>Fomitella supina</i>	X	X	-	X	X
<i>Fomitiporia punctata</i>	X	X	-	X	-
<i>Fomitiporia robustas</i>	-	X	-	-	-
<i>Fomitopsis cupreorosea</i>	-	-	X	-	-
<i>Fomitopsis roseoalba</i> sp. nov.	X	X	X	-	-
<i>Fulvifomes melleoporus</i>	X	-	-	-	-
<i>Fulvifomes umbrinellus</i>	X	X	X	X	X
<i>Funalia caperata</i>	X	X	X	X	X
<i>Funalia floccosa</i>	X	X	-	X	-
<i>Funalia polyzona</i>	-	-	-	X	-
<i>Fuscoporia calimorpha</i>	X	X	X	X	X
<i>Fuscoporia contigua</i>	-	-	X	-	-
<i>Fuscoporia ferruginosa</i>	X	-	-	-	-
<i>Fuscoporia rhabarbarina</i>	-	-	X	-	-
<i>Fuscoporia senex</i>	-	-	X	-	-
<i>Ganoderma chaliceum</i>	-	X	-	-	-
<i>Ganoderma multicornum</i>	-	X	-	-	-
<i>Ganoderma multiplicatum</i>	X	-	-	-	-
<i>Ganoderma parvulum</i>	X	X	X	X	-
<i>Ganoderma tornatum</i>	X	X	X	X	-

Tabela 3 – Continuação

Espécies	FLONA do Amapá	FLONA de Caxiuanã	FLONA Saracá- Taquera	PAB	Hydro de Paragominas
<i>Gloeoporus theleporoides</i>	-	X	-	X	X
<i>Grammothele bolivianus</i>	-	X	-	-	-
<i>Grammothele brasiliensis</i>	X	-	-	-	-
<i>Grammothele fuligo</i>	X	-	-	X	-
<i>Grammothele lineata</i>	X	X	X	-	-
<i>Grammothele subargentea</i>	X	X	-	X	-
<i>Haddowia longipes</i>	X	-	-	-	-
<i>Henningsia</i> sp. nov.	X	-	-	-	-
<i>Hexagonia capillaceae</i>	-	-	X	X	X
<i>Hexagonia cucullata</i>	-	X	-	-	-
<i>Hexagonia glabra</i>	-	X	X	X	-
<i>Hexagonia hydroides</i>	-	X	X	X	-
<i>Humphreya coffeata</i>	X	-	X	-	-
<i>Inonotus calcitratus</i>	X	-	X	X	-
<i>Inonotus portoricensis</i>	X	-	-	-	-
<i>Junghuhnia carneola</i>	X	X	-	-	-
<i>Junghuhnia subundata</i>	X	-	-	X	-
<i>Lentinus</i> cf. <i>berteroi</i>	X	-	-	X	-
<i>Lentinus velutinus</i>	X	-	-	-	-
<i>Lenzites elegans</i>	X	X	X	X	-
<i>Melanoporella carbonaceus</i>	-	-	-	-	X
<i>Microporellus delbatus</i>	X	X	X	-	-
<i>Microporellus iguazuensis</i> .	-	X	-	-	-
<i>Microporellus obovatus</i>	X	X	X	-	-
<i>Navisporus floccosus</i>	-	-	-	X	-
<i>Nigrofomes melanoporus</i>	X	X	-	-	-
<i>Nigroporus rigidus</i>	X	X	-	X	-
<i>Nigroporus vinosus</i>	X	X	X	-	-
<i>Oxyporus latemarginatus</i>	X	-	-	-	-
<i>Oxyporus mollis</i>	X	-	-	-	-
<i>Pachykytospora papyracea</i>	-	X	-	-	-
<i>Pachykytospora</i> sp. nov.	X	-	-	-	-
<i>Panus strigellus</i>	X	-	-	-	-
<i>Perenniporia aurantiaca</i>	-	X	-	-	-

Tabela 3 – Continuação

Espécies	FLONA do Amapá	FLONA de Caxiuana	FLONA Saracá- Taquera	PAB	Hydro de Paragominas
<i>Perenniporia brasiliensis</i> sp. nov.	X	-	-	-	-
<i>Perenniporia centrali-africana</i>	X	X	-	X	-
<i>Perenniporia contraria</i>	X	-	-	-	-
<i>Perenniporia detrita</i>	-	X	X	-	-
<i>Perenniporia inflexibilis</i>	X	X	X	X	-
<i>Perenniporia martia</i>	X	X	X	X	-
<i>Perenniporia medula-panis</i>	X	-	-	X	-
<i>Perenniporia minutopora</i>	X	-	-	-	-
<i>Perenniporia ohiensis</i>	-	X	-	-	-
<i>Perenniporia roseoisabellina</i>	X	X	-	-	-
<i>Perenniporia sprucei</i>	-	-	-	X	-
<i>Perenniporia stipitata</i>	X	X	-	-	-
<i>Perenniporia tephropora</i>	X	-	-	X	-
<i>Perenniporia xantha</i>	X	-	-	-	-
<i>Phanerina mellea</i>	-	X	-	-	-
<i>Phanerochaete paraensis</i> sp. nov.	-	-	-	-	X
<i>Phellinidium rufitinctum</i>	-	-	-	-	X
<i>Phellinus baccharidis</i>	X	X	-	X	X
<i>Phellinus caryophylleus</i>	X	X	-	-	-
<i>Phellinus chryseus</i>	-	X	-	-	X
<i>Phellinus extensus</i>	X	X	-	-	-
<i>Phellinus griseoporus</i>	-	X	-	-	-
<i>Phellinus merrilli</i>	X	X	X	X	-
<i>Phellinus rhytiphloeus</i>	X	X	-	-	-
<i>Phellinus rimosus</i>	X	X	X	X	X
<i>Phellinus shaferi</i>	X	-	-	-	-
<i>Phellinus</i> sp. nov.	X	-	-	-	-
<i>Phylloporia chrysites</i>	X	-	-	-	-
<i>Phylloporia pectinata</i>	-	X	-	-	-
<i>Phylloporia spathulata</i>	X	X	X	X	-
<i>Polyporus arcularius</i>	X	X	-	-	-
<i>Polyporus dictyopus</i>	X	X	X	X	X
<i>Polyporus guianensis</i>	X	X	X	X	X

Tabela 3 – Continuação

Espécies	FLONA do Amapá	FLONA de Caxiuana	FLONA Saracá- Taquera	PAB	Hydro de Paragominas
<i>Polyporus ianthinus</i>	X	X	-	X	X
<i>Polyporus leprieurii</i>	X	X	X	X	X
<i>Polyporus philippinensis</i>	-	X	-	-	-
<i>Polyporus tenuiculus</i>	X	X	X	X	X
<i>Polyporus tricholoma</i>	X	-	-	-	-
<i>Polyporus udus</i>	-	-	X	-	X
<i>Porogramme albocincta</i>	X	X	-	X	-
<i>Porogramme lateritia</i>	-	-	-	X	-
<i>Pycnoporus puniceus</i>	X	X	-	-	-
<i>Pycnoporus sanguineus</i>	-	X	-	X	X
<i>Rhodofomitopsis flabellata</i> sp. nov.	X	-	-	-	-
<i>Rigidoporus amazonicus</i>	-	X	-	-	-
<i>Rigidoporus biokoensis</i>	X	X	-	-	-
<i>Rigidoporus crocatus</i>	-	X	-	-	-
<i>Rigidoporus grandisporus</i>	X	-	-	-	-
<i>Rigidoporus lineatus</i>	X	X	X	X	X
<i>Rigidoporus mariae</i>	-	X	X	-	-
<i>Rigidoporus microporus</i>	X	X	-	X	-
<i>Rigidoporus mutabilis</i>	X	-	X	X	X
<i>Rigidoporus ulmarius</i>	X	X	-	-	-
<i>Rigidoporus undatus</i>	X	X	X	X	-
<i>Rigidoporus vinctus</i>	X	X	X	X	-
<i>Schizopora flavipora</i>	X	X	X	X	X
<i>Serpula similis</i>	X	-	-	-	-
<i>Steccherinum amapaense</i> sp. nov.	X	-	-	-	-
<i>Tinctoporellus epimiltinus</i>	X	X	X	X	X
<i>Tinctoporellus isabellinus</i>	X	-	-	-	-
<i>Trametes cotonea</i>	X	-	-	-	-
<i>Trametes cubensis</i>	-	X	-	-	-
<i>Trametes hostamanni</i>	-	-	-	X	X
<i>Trametes lactinea</i>	-	X	-	X	-
<i>Trametes marianna</i>	X	-	-	-	-
<i>Trametes maxima</i>	-	X	-	-	-

Tabela 3 – Continuação

Espécies	FLONA do Amapá	FLONA de Caxiuanã	FLONA Saracá- Taquera	PAB	Hydro de Paragominas
<i>Trametes membranacea</i>	X	-	-	-	-
<i>Trametes menziesii</i>	-	X	-	-	-
<i>Trametes modesta</i>	X	X	X	X	X
<i>Trametes pavonia</i>	X	-	-	-	-
<i>Trametes roseola</i>	X	-	-	-	-
<i>Trametes supermodesta</i>	X	X	-	-	-
<i>Trametes variegata</i>	-	-	X	X	-
<i>Trechispora brasiliensis</i>	X	-	-	-	-
<i>Trichaptum biforme</i>	X	X	-	X	-
<i>Trichaptum griseofuscum</i>	X	X	-	-	-
<i>Trichaptum perrottetii</i>	X	X	-	-	-
<i>Trichaptum sector</i>	X	-	-	-	-
<i>Tropicoporus dependens</i>	X	X	-	X	X
<i>Tropicoporus linteus</i>	-	X	-	-	-
<i>Trulla dentipora</i>	X	-	X	-	-
<i>Trulla duracina</i>	-	-	-	-	X
<i>Trulla meridae</i>	X	-	-	-	-
<i>Tyromyces amazonicus</i> sp. nov.	-	X	-	-	-
<i>Tyromyces angulatus</i> sp. nov.	X	-	-	-	-
<i>Wolfiporia extensa</i>	X	-	-	-	-
<i>Wrightoporia avellanea</i>	X	X	-	-	-
<i>Wrightoporia brunneo- ochraceo</i>	X	-	-	-	-
<i>Wrightoporia</i> sp. nov.	X	-	-	-	-
<i>Wrightoporia tropicalis</i>	X	X	-	-	-

Fonte: Soares, 2017.

5.2 Taxonomia molecular de fungos poroides

5.2.1 Clado “Antrodia”

O clado “Antrodia” foi inicialmente apresentado por Hibbett e Donoghue (2001) e mais tarde delineado por Binder *et al.* (2005). Algumas espécies são patógenas de plantas, outras ajudam na estrutura e sucessão de florestas e todas causam podridão marrom no substrato (Ortiz-Santana *et al.* 2013). Além de participar no ciclo do carbono, os resíduos de carbono produzidos durante esse tipo de decomposição podem ficar retidos no solo por centenas de anos, enquanto os produzidos por espécies que produzem podridão branca podem retornar diretamente para atmosfera (Gilbertson 1980). Binder *et al.* (2013) demonstraram que este clado é polifilético e um dos maiores desafios na ordem Polyporales.

Dentre os gêneros pertencentes ao clado “Antrodia” estão *Fomitopsis* P. Karst. e *Rhodofomitopsis* Cui, M.L. Han & Y.C. Dai. *Fomitopsis* é cosmopolita e inclui espécies com basidioma sésil a efuso-reflexo, raramente anual a perene, de coloração variando do branco a purpura, com sistema hifálico di a trímítico (Gilbertson & Ryvarden 1986, Ryvarden & Gilbertson 1993). De acordo com estudos recentes *Fomitopsis* é polifilético (Kim *et al.* 2005, 2007, Ortiz-Santana *et al.* 2013). O último estudo, baseado em caracteres morfológicos e moleculares e em evidências filogenéticas, distribuiu 23 espécies em sete gêneros, dos quais seis novos (Han *et al.* 2016).

Rhodofomitopsis é um destes novos gêneros, caracterizado pelo basidioma e contexto rosa, violáceos a marrom rosado, poros angulares labirintiformes a subdedaloides, ausência de cistídios ou de outros elementos estéreis. *Rhodofomitopsis feei* (Fr.) B.K. Cui, M.L. Han & Y.C. Dai foi definida como a espécie tipo. Muitos estudos já tinham demonstrado que as espécies pertencentes a este gênero formava uma linhagem distante de *Fomitopsis sensu stricto* (Kim *et al.* 2001, 2003, Li *et al.* 2013, Han *et al.* 2016).

Neste estudo, foram encontradas duas espécies novas, *F. roseoalba* e *R. flabellata*, enquanto *R. cupreorosea* foi melhor definida quando comparada com as coleções-tipo e quando sequências brasileiras foram adicionadas às análises moleculares.

A matriz de dados foi composta por um total de 43 sequências representativas de 36 táxons. O alinhamento da região ITS concatenado com nLSU rDNA apresentou 1.714 pares de bases. As análises filogenéticas realizadas forneceram árvores com topologias similares. Desta forma, apenas a topologia da árvore de máxima verossimilhança é representada (Figura 3), mostrando os valores de apoio estatístico para máxima verossimilhança e análise bayesiana, respectivamente.

Fomitopsis roseoalba agrupou-se (100/1.0) com *Fomitopsis* sp. do Brasil [NHB31 isolado de *Hevea brasiliensis* (Willd. ex A. Juss.) Müll. Arg.], *F. subtropica* B.K. Cui & Hai J. Li da China e com dois espécimes não identificados de *Fomitopsis* da Tailândia (*Fomitopsis* sp. 9V 3.1 e *Fomitopsis* sp. 7R 8.1, isolado de *Elaeis guineenses* Jacq.) (Rungjindamai *et al.* 2008). *Fomitopsis nivosa* identificada nesse estudo agrupou-se no clado *Fomitopsis sensu stricto* como grupo irmão de *F. durescens* (96/1.00), junto com *F. ostreiformes* e *F. palustris*. Ambas as espécies agruparam no clado chamado de *Fomitopsis sensu stricto* (91%/1.00), o qual também inclui *F. cana* B.K. Cui, Hai J. Li & M.L. Han, *F. durescens* (Overh. ex J. Lowe) Gilb. & Ryvardeen, *F. feei* (Fr.) Kreisel, *F. cf. meliae* (Underw.) Gilb., *F. palustris* (Berk. & M.A. Curtis) Gilb. & Ryvardeen, *F. ostreiformis* (Berk.) T. Hatt., *F. spraguei* (Berk. & M.A. Curtis) Gilb. & Ryvardeen (Fig. 1).

Rhodofomitopsis flabellata agrupou-se no clado *Rhodofomitopsis* (78%/1.00), como espécie basal de *R. roseomagna* e *R. cupreorosea* (84%/0.99). Este gênero foi recentemente separado de *Fomitopsis* s. s por formar uma linhagem única nas análises filogenéticas. As espécies que compõe este clado são *R. africana* (Mossebo & Ryvardeen) B.K. Cui, M.L. Han & Y.C. Dai, *R. feei* e *R. lilacinogilva* (Berk.) B.K. Cui, M.L. Han & Y.C. Dai (Han *et al.* 2016).

Fomitopsis roseoalba é caracterizada pelo basidioma ressupinado a pileado, de coloração branco a rosa, às vezes com tons de lilás, poros circulares a angulares (4–6 por mm) e basidiósporos elipsoides a subcilíndricos ($3\text{--}4 \times 1.8\text{--}2.0 \mu\text{m}$) (Tibpromma *et al.* 2017).

Fomitopsis roseoalba agrupou-se em um clado com elevado valor estatístico (81/0.99) com um espécime endofítico de *Fomitopsis* isolado de *Hevea brasiliensis* coletado no Brasil (*Fomitopsis* sp. NHB31) (Martin *et al.* 2015). Esse isolado pode representar um estágio endofítico de *F. roseoalba*. Além disso, *F. roseoalba* agrupou-se em clado maior (98/1.00) com *F. subtropica* B.K. Cui, Hai J. Li & M.L. Han e dois endofíticos de *Fomitopsis* não identificados, isolados de *Elaeis guineensis* da Tailândia (*Fomitopsis* sp. 9 V 3.1 e *Fomitopsis* sp. 7R 8.1) (Rungjindamai *et al.* 2008). Quando *F. roseoalba* está apenas na forma ressupinada, a coloração do basidioma se assemelha a *F. subtropica* (esbranquiçado). A forma e tamanho dos basidiósporos (cilíndricos a oblongo-elipsoides $3\text{--}4.7 \times 1.7\text{--}2.3 \mu\text{m}$ em *F. subtropica*) também são similares. *Fomitopsis subtropica*, entretanto, tem poros menores (6–9 mm) e o píleo, quando presente, é branco a creme (Li *et al.* 2013). Embora as relações filogenéticas dessas espécies de *Fomitopsis* apresentem um considerável valor estatístico, nossas análises indicam que *F. subtropica*, *F. roseoalba* e *Fomitopsis* sp. (7R 8.1, 9 V 3.1) estão agrupadas de forma independente.

Fomitopsis nivosa, outra espécie pertencente ao grupo *Fomitopsis sensu stricto*, é macromorfológicamente similar a *F. palustris*, uma espécie descrita dos Estados Unidos em *Pinus palustris* (Berkeley 1856). No cladograma, o espécime de *F. nivosa*, coletado em *Rhizophora mangle* nos manguezais da Amazônia brasileira é distantemente relacionada de *F. palustris* coletado em *Pinus* dos Estados Unidos (Georgia) e de outro espécime coletado em pinheiro na Universidade de Tottori, Japão. Além de ocorrerem em diferentes hospedeiros, *F. nivosa* tem esporos fusiformes ($6-9 \times 2-3 \mu\text{m}$), enquanto *F. palustris* tem esporos cilíndricos ($6.5-8 \times 2.5-3 \mu\text{m}$) (Gilbertson & Ryvarden 1985). Nosso espécime também está distantemente relacionado de outra sequência de *F. nivosa* (JV 0509/52-X) coletada na China. Como a localidade tipo de *F. nivosa* ($\equiv$ *Polyporus nivosus* Berk.) é a Amazônia brasileira, o espécime chinês deve ser reanalisado.

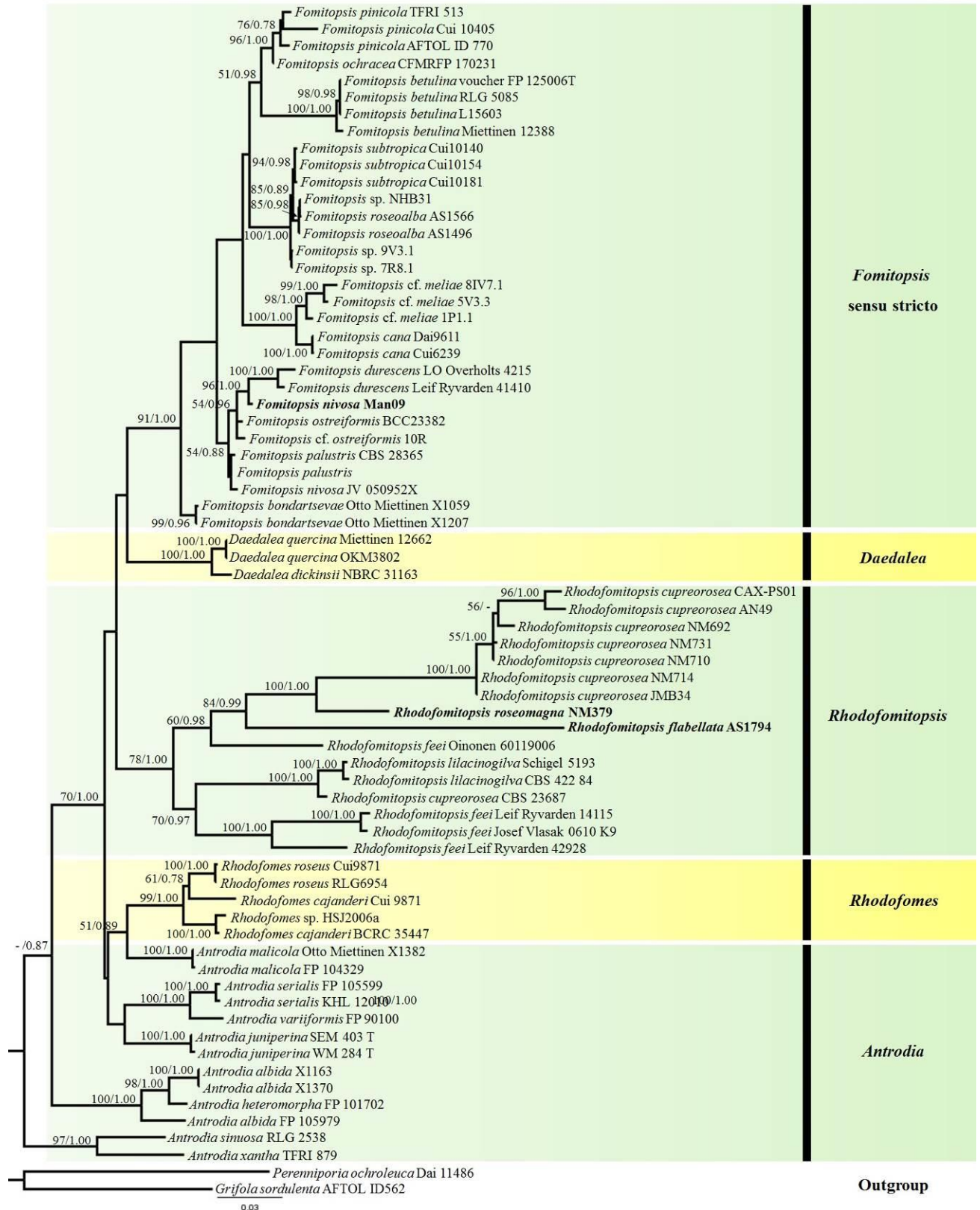
Rhodofomitopsis flabellata agrupou-se no clado *Rhodofomitopsis*, recentemente descrito por Han *et al.* (2016). Esta espécie foi primeiramente descrita como uma espécie de *Fomitopsis*, caracterizada pelo basidioma pequeno, coriáceo, em forma de leque, marrom vináceo, poros circulares a angulares (3–4 mm) basidiósporos cilíndricos a sub-cilíndricos [$4-5 (6.5) \times 2-2.5 \mu\text{m}$] (Tibpromma *et al.* 2017). Neste último estudo, *R. flabellata* estava em uma posição entre *Fomitopsis* e *Rhodofomitopsis* e os autores optaram por descrevê-la em *Fomitopsis*, uma vez que *Rhodofomitopsis* era um gênero novo com poucas espécies. Entretanto, após a inclusão de mais espécimes tropicais, esta espécie foi confirmada em *Rhodofomitopsis* como espécie basal de uma nova espécie descrita da Mata Atlântica, *R. roseomagna* (84%/0.99) e *R. cupreorosea* da Amazônia e Mata Atlântica. Além dos dados moleculares, morfológicamente o gênero *Rhodofomitopsis* é caracterizado por apresentar espécies de coloração rosa, vináceo ou marrom rosado e ausência de elementos estéreis, tais como, cistídios ou cistídiolos, e essas características estão presente em *R. flabellata* (Soares *et al.* no prelo, apêndice C).

Os espécimes de *R. cupreorosea* apresentados neste estudo foram inicialmente identificados como *R. lilacinogilva*, ambas previamente registrados para o Brasil (Gomes-Silva *et al.* 2015). Contudo, o tipo de *R. cupreorosea* é da Amazônia brasileira e o tipo de *R. lilacinogilva* é da Austrália e, como visualizado na árvore filogenética (Figura 3), nenhuma das sequências provenientes de três biomas brasileiros (Amazônia, Cerrado e Mata Atlântica) agrupou com a sequência de *R. lilacinogilva* (CBS 42284) da Austrália. Além disso, após comparação dos espécimes depositados no herbário URM com os tipos de *R. cupreorosea* e *R. feei*, os espécimes foram re-identificados como *R. cupreorosea* devido à semelhança com o tipo. A outra sequência de *R. cupreorosea* (CBS 23687) é da Costa Rica e sua identidade deve

ser reexaminada. Embora esta espécie apresente variação genética, a morfologia é estável e caracterizada pelo basidioma rosa pálido a marrom rosado e poros angulares a dedaloides (1–2 mm) tornando-se sinuoso com a idade.

Este estudo aumentou o conhecimento deste grupo fungos com a descoberta de duas novas espécies. Além disso, as novas sequências ajudam na confirmação da separação de *Rhodofomitopsis* de *Fomitopsis* e demonstram que, além dos dados morfológicos e filogenéticos, a localidade tipo das espécies deve ser considerada no estudo taxonômico.

Figura 3 - Reconstrução filogenética de *Fomitopsis*, *Rhodofomitopsis* e gêneros relacionados no clado “Antrodia”, baseada nos dados concatenados de sequências da região ITS e nLSU. Valores de *bootstrap* gerados por MV e probabilidade posterior por BA, respectivamente. Os espécimes marcados em negrito foram os sequenciados para este estudo.



Fonte: Soares, 2017.

5.2.2 Clado “phlebioid”

O clado “phlebioid” foi primeiramente citado por Larsson *et al.* (2004) para agrupar espécies ressupinadas e corticioides, incluindo o gênero *Phlebia* Fr. Binder *et al.* (2013) apresentaram 23 gêneros para este grupo e demonstraram que, embora as espécies ressupinadas e corticioides predominem, este clado também é composto por espécies pileadas com vários tipos de himenóforo (poroide, irpicoide, odontoide e hidnoide), cuja maioria produz podridão branca.

Dentre os gêneros poroides, *Ceriporia* Donk e *Phanerochaete* P. Karst encontram-se neste clado e pertencem à família Phanerochaetaceae, na ordem Polyporales (Binder *et al.* 2013). *Ceriporia* foi descrito por Donk (1933) para acomodar espécies com basidioma ressupinado com coloração extremamente variada e superfície himenial poroide, basidiósporos não amiloides e sistema hifálico monomítico, com septo simples ou raramente com grampos de conexão (Ryvarden 1991, Ryvarden & Gilbertson 1993). O gênero é cosmopolita e inclui cerca de 40 espécies (www.indexfungorum.org). Embora os caracteres morfológicos sejam os mais empregados na taxonomia e sistemática de *Ceriporia*, marcadores moleculares demonstraram que este gênero não é monofilético e algumas espécies têm se mostrado filogeneticamente relacionadas a outros gêneros, incluindo *Phanerochaete* (Kim & Jung 1999, Lindner & Banik 2008, Jia *et al.* 2014, Floudas & Hibbett 2015).

Phanerochaete compreende espécies com basidioma ressupinado, membranáceo a crustoso, liso, odontoide, tuberculado ou hidnoide, de coloração variável. O sistema hifálico é monomítico, com hifas generativas frequentemente sem grampo de conexão e basidiósporos de parede fina e amiloide (Eriksson *et al.* 1978, Burdsall 1985). Atualmente, é um dos maiores gêneros da ordem Polyporales, com mais de 100 espécies distribuídas ao redor do globo (www.indexfungorum.org, Burdsall 1985). Por muitos anos, *Phanerochaete* pertenceu à família Corticiaceae Herter (Donk 1964, Parmasto 1968, 1986) devido à superfície himenial exclusivamente lisa ou odontoide (De Koker *et al.* 2003, Wu *et al.* 2010). Entretanto, recentes estudos moleculares demonstraram que espécies poroides também ocorrem no gênero, o qual é polifilético e está distribuído em nove linhagens no clado “phlebioid” (Floudas & Hibbett 2015).

Neste estudo, duas novas espécies, *Ceriporia paralacerata* e *Phanerochaete paraensis*, um novo registro para o Brasil, *C. ferrugineocincta*, e dois novos registros para a Amazônia, *C. purpurea* e *Phanerina mellea*, foram encontrados. Além disso, *C. amazonica* é redefinida, baseada em dados morfológicos e moleculares.

A matriz de dados incluiu 1.689 sítios, composta por um total de 99 sequências representativas de 62 táxons. Os resultados das análises filogenéticas geradas a partir dos métodos de Máxima Verossimilhança e Inferência Bayesiana (BA) demonstraram pequenas divergências nos valores de apoio estatístico e árvores com topologias bastante semelhantes. Assim, apenas o filograma consenso obtido através do método de máxima verossimilhança é representado na Figura 4, mostrando os respectivos valores de *bootstrap* e de probabilidade posterior próximo aos nós dos ramos.

Os resultados obtidos a partir das análises dos marcadores moleculares permitiram a diferenciação dos táxons empregados em cinco grandes grupos (*Ceriporia*, *Phanerochaete*, *Phanerina*, *Phlebia* e *Phlebiopsis*). *Ceriporia paralacerata* agrupou-se no clado *Ceriporia* como espécie basal de *Ceriporia lacerata* (94%/1.00). *Ceriporia purpurea* (AS2256), coletada na Amazônia, agrupou-se com *Ceriporia amazonica* (99%/1.00), curiosamente separada de outros espécimes de *C. purpurea* provenientes da China. *Ceriporia ferrugineocincta*, embora classificada como uma espécie do gênero parece estar evolutivamente distante de todas as outras espécies representadas na árvore filogenética. Já *Phanerochaete paraensis* agrupou-se com baixo valor de apoio com *P. sordida*, *P. pseudomagnoliae* (PP 25), e *Phanerochaete* sp. (TM 1_1). *Phanerina mellea*, por sua vez, apresentou-se como grupo irmão de *Phanerochaete inflata* e *Ceriporia camaresiana*.

Ceriporia paralacerata é caracterizada pela superfície himenial branca, com poros variando de angulares a lacerados (1–3 per mm), além de basidiósporos cilíndricos ($3.5\text{--}5 \times 1.5\text{--}2.7 \mu\text{m}$). *Ceriporia lacerata* é similar, mas torna-se distinta pela presença de poros menores (2–6 por mm), cistídios encrustados (ausentes em *C. paralacerata*) e pela forma elipsoide de seus basidiósporos ($4.25\text{--}5 \times 2.5\text{--}2.75 \mu\text{m}$). Além das diferenças morfológicas, na árvore filogenética, os espécimes de *C. lacerata* são da China, e o ramo que separa *C. paralacerata* é muito longo, o que indica um número maior de substituições nucleotídicas nesta linhagem.

Ceriporia amazonica foi descrita tendo como base um único espécime e é caracterizada pelo basidioma de coloração salmão e basidiósporos que estão entre os menores do gênero (elipsoide, $3 \times 2 \mu\text{m}$) (Soares *et al.* 2014). Neste estudo, ela foi recoletada e analisada filogeneticamente. Todos os espécimes são macro e micromorfológicamente similares à espécie tipo (basidioma salmão, basidiósporos elipsoides, $2.8\text{--}3 \times 1.8\text{--}2 \mu\text{m}$), exceto o espécime MG201457, que tem basidioma marrom. Ele foi inicialmente identificado como uma nova espécie devido às diferenças morfológicas apresentadas em comparação com as outras espécies de *Ceriporia*,

especialmente relacionada à *C. amazonica*. Apesar de mostrar-se com uma taxa de variação nucleotídica com elevado apoio estatístico (96%/1.00), o clado formado por *C. amazonica* (97%/0.97) (Figura 4), nos permite a manutenção deste espécime como *C. amazonica*, pelo menos até sequências de novos marcadores serem incluídos em análises filogenéticas posteriores e mais robustas. Todos os espécimes de *C. amazonica* coletados neste estudo apresentaram hifas encrustadas ($20\text{--}27 \times 5\text{--}8 \mu\text{m}$) e cistídio capitado [$10\text{--}12(-14) \times 3\text{--}4(-5) \mu\text{m}$]. Esses caracteres não foram encontrados no espécime tipo, talvez porque este já fosse um espécime velho.

Ceriporia purpurea proveniente da Amazônia brasileira apresenta as mesmas características encontradas na descrição da espécie (Ryvarden & Gilbertson 1993), mas está distantemente relacionada das outras *C. purpurea* coletadas na China (Figura 4). Jia *et al.* (2014) salientaram que é difícil encontrar diferenças morfológicas em algumas relações filogenéticas entre as espécies. Por exemplo, em suas análises de ITS, seis espécimes morfológicamente identificados como *C. spissa* representaram pelo menos quatro espécies filogenéticas. Da mesma forma, cinco espécimes identificados como *C. viridans* foram distribuídos em quatro espécies filogenéticas. O espécime tipo de *C. purpurea* é da Suíça e tanto a amostra brasileira quanto chinesa devem ter suas identidades reavaliadas quando dados moleculares do espécime da localidade estiverem disponíveis.

Em relação ao grupo *Phanerochaete*, a nova espécie *P. paraensis* é caracterizada pelo basidioma ressupinado, com coloração variando de creme a bege, com poros irregulares a denteados (2–3 por mm), presença de basidiósporos cilíndricos ($5\text{--}6 \times 2\text{--}2.5 \mu\text{m}$) e cistídios ampulados. Esta é a segunda espécie poroide no gênero. Algumas características peculiares desta espécie compartilhadas com *P. inflata*, a outra espécie poroide de *Phanerochaete*, são os poros rasos e irregulares, o sistema hifálico com septo simples e a trama frouxa, que diferenciam estas duas espécies de outras espécies poroides que apresentam sistema hifálico fortemente entrelaçado (Mieetinen *et al.* 2016).

Phanerochaete paraensis agrupou-se com baixo apoio estatístico com *P. sordida* (UFMGCB 2178), *P. pseudomagnoliae* (PP25) e *Phanerochaete* sp. (TM 1_1). Todos os três espécimes deste clado foram isolados de plantas. *Phanerochaete pseudomagnoliae* foi descrita a partir de uma cultura obtida de madeira em decomposição de *Eucalyptus* na África do Sul; *Phanerochaete* sp. foi isolada de *Taxus chinensis* var. *mairei* em Taiwan; e *P. sordida* foi isolada de *Solanum cernuum* Vell. no Brasil (De Koker *et al.* 2000, Wang *et*

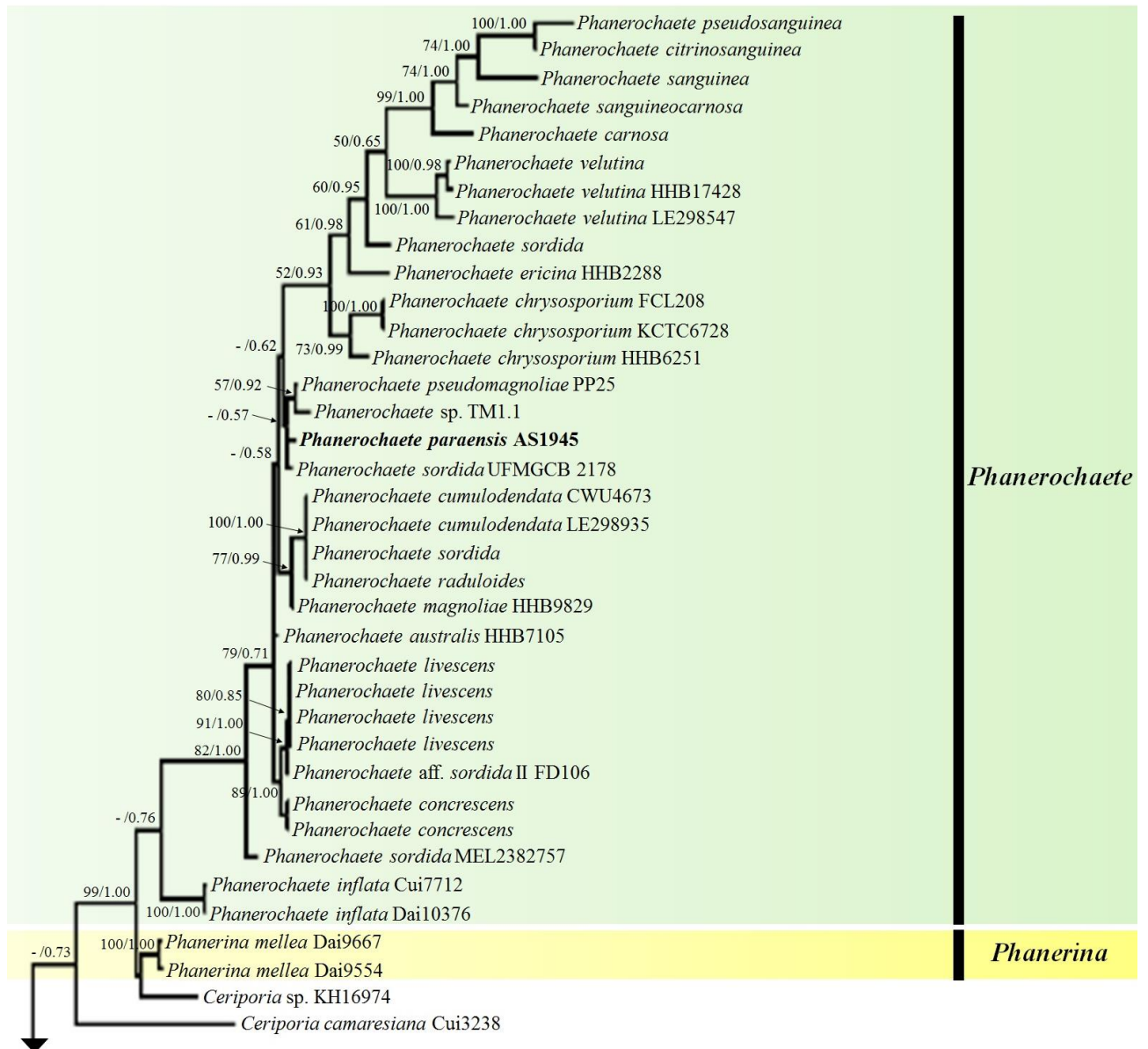
al. 2009, Vieira *et al.* 2012). Isso indica que *P. paraensis* pode ter uma fase endofítica, o que já foi descrito em algumas espécies poroides.

Phanerina mellea (KH16974), foi também inicialmente identificada como uma espécie nova de *Phanerochaete*. Entretanto, após a inclusão de outros espécimes de *P. mellea* da China, ela apresentou-se apenas como mais uma variação deste complexo de espécies. Os caracteres morfológicos, também, são similares aos de *P. mellea*, como o basidioma ressupinado de coloração variando de creme a amarelada, sistema hifálico monomítico sem grampo de conexão e hifas com cristais presentes na trama, presença rara de cystídios e basidiósporos frequentemente abundantes, cilíndricos a elipsoides (Miettinen *et al.* 2016). *Phanerina mellea* lembra *Ceriporia angulata* Gomes-Silva, Ryvarden & Gibertoni, a qual também apresenta hifas com cristais e a mesma cor do basidioma. Entretanto, essas duas espécies têm diferentes tamanho de poros (2–3 por mm em *C. angulata*, 0,5–2 por mm em *P. paraensis*).

Por sua vez, *Ceriporia ferrugineocincta* posicionou-se fora dos cinco principais grupos da árvore filogenética e parece ser um gênero separado. *Ceriporia ferrugineocincta* (AS1862) apresenta as mesmas características morfológicas encontradas em *Ceriporia*, entretanto os dados moleculares não confirmam sua presença no gênero, o que indica mais uma vez sua artificialidade. A espécie tipo é dos Estados Unidos (Flórida), mas infelizmente nenhuma sequência do tipo ou de espécimes da localidade tipo está disponível.

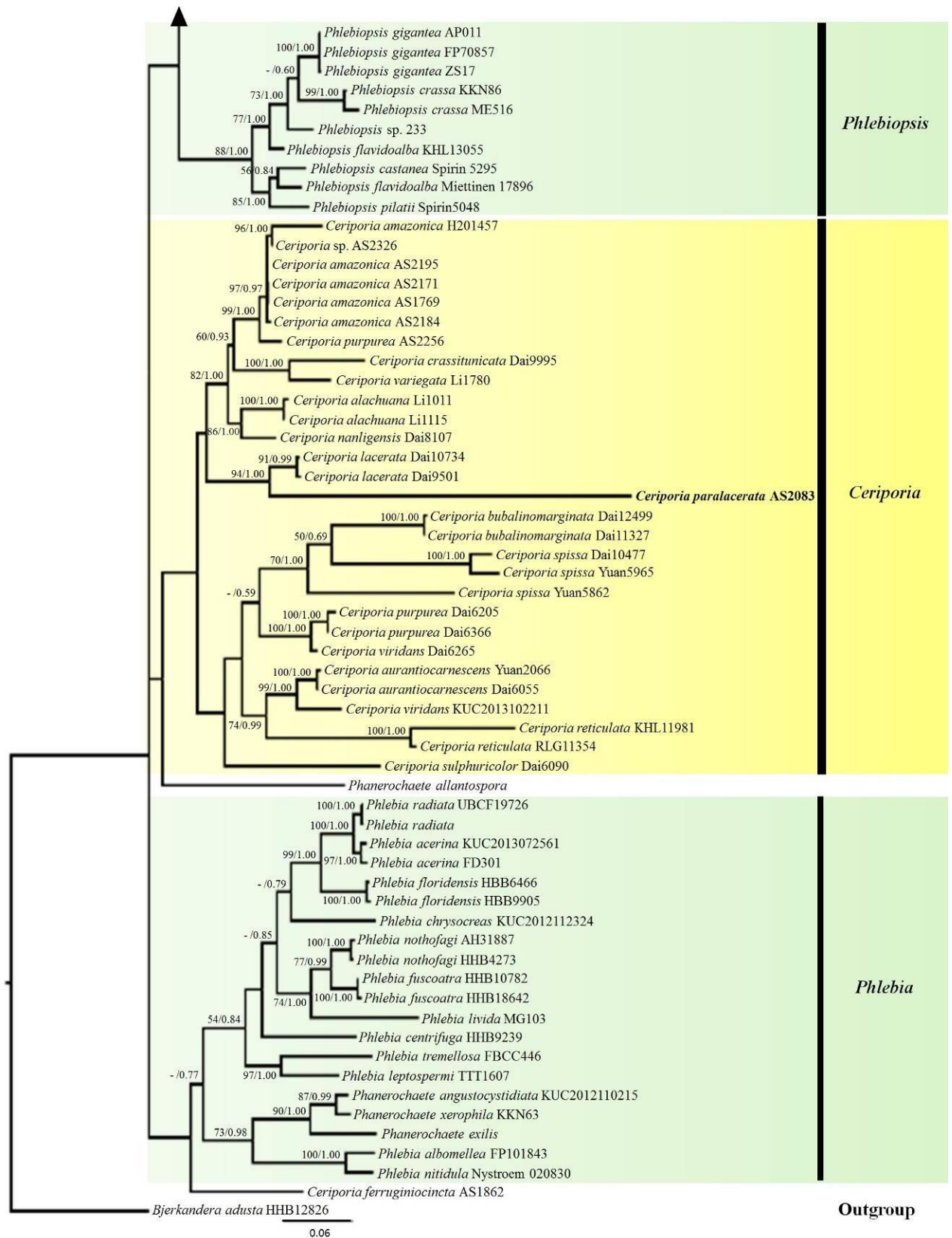
Embora este estudo forneça uma melhora no conhecimento das espécies do clado “phlebioid” para os Neotrópicos, a maioria das espécies não foi sequenciada, o que limita o entendimento sobre a filogenia do grupo.

Figura 4 - Reconstrução filogenética de *Ceriporia*, *Phanerochaete* e gêneros relacionados no clado “phlebioid”, baseada nos dados concatenados de seqüências da região ITS e nLSU. Valores de *bootstrap* gerados por MV e probabilidade posterior por BA, respectivamente.



Fonte: Soares, 2017.

Figura 4 – **Continuação** – Reconstrução filogenética de *Ceriporia*, *Phanerochaete* e gêneros relacionados no clado “phlebioid”, baseada nos dados concatenados de sequências da região ITS e nLSU. Valores de *bootstrap* gerados por MV e probabilidade posterior por BA, respectivamente.



Fonte: Soares, 2017.

5.2.3 Clado “residual polyporoid”

O clado “residual polyporoid” foi assim designado por Binder *et al.* (2005) por apresentar um grupo de fungos heterogêneos que aparentemente não pertencem às maiores linhagens de Polyporales (clado “Antrodia”, clado “core polyporoid” e clado “phlebioid”). A monofilia desse clado é incerta, entretanto todos os táxons desse grupo produzem podridão branca (Hibbett *et al.* 2014), o que é uma característica plesiomórfica para Polyporales (Floudas *et al.* 2012). Com relação à morfologia, são bastante diversos, apresentando himênio poroide, agaricoide, hidnoide e liso.

A variação nos caracteres microscópicos é igualmente diversa, com sistema hifálico variando de mono-di a trimítico, bem como grampos de conexão e cistídios presentes ou ausentes (Binder *et al.* 2013). Alguns representantes deste grupo têm sido estudados tais como: *Antrodiella*, *Steccherinum* (Miettinen *et al.* 2012), *Cerrena* (Lee & Lim 2010), *Hyphoderma* (Larsson 2007), *Hypochnicium* (Telleria *et al.* 2010), *Pseudolagarobasidium* (Hallenberg *et al.* 2008) e *Podoscypha* (Sjökvist *et al.* 2012). Além disso, três linhagens de “residual polyporoid” parecem estar relacionadas ao clado *Antrodia* ou clado “core polyporoid”, embora não pertençam a nenhum deles (Binder *et al.* 2013, Miettinen & Rajchenberg 2011). Essas linhagens incluem o gênero *Grifola*, o clado “*Tyromyces*” (*Piloporia*, *Skeletocutis*, *Tyromyces*) e clado “*Cinereomyces/Gelatoporia*” (*Cinereomyces*, *Gelatoporia*, *Obba*, *Sebipora*). “Residual polyporoid” e essas três linhagens são um dos maiores problemas a serem resolvidos em Polyporales.

Neste trabalho, foram encontradas três novas espécies, *Steccherinum amapaense*, *Tyromyces amazonicus* e *T. angulatus*, além de dois novos registros para o Brasil, *Trulla dentipora* e *T. meridae*.

A matriz de dados das regiões ITS e nLSU combinadas, contendo 109 sequências dos gêneros *Antrodiella* Ryvar den & I. Johans., *Diplomitoporus* Domański, *Flaviporus* Murrill, *Junghunhia* Corda, *Obba* Miettinen & Rajchenb., *Sebipora* Miettinen, *Steccherinum* Gray, *Trulla* Miettinen & Ryvar den e *Tyromyces* P. Karst., além de *Albatrellus* Gray como grupo externo, incluiu 1880 sítios.

A matriz de dados combinados de ITS e nLSU incluiu 1.880 sítios, composta por um total de 156 sequências representativas de 60 táxons. Os resultados das análises filogenéticas geradas a partir dos métodos de Máxima Verossimilhança (MV) e Inferência Bayesiana (BA) demonstraram pequenas variações nos valores de suporte estatístico e topologias bastante semelhantes. Desse modo, a árvore de MV foi selecionada para representar a filogenia do

grupo (Figura 5), mostrando os respectivos valores de *bootstrap* e de probabilidade posterior próximos aos nós dos ramos.

O clado *Flaviporus* (1.00/90), tipificado por *F. brownii* (Humb.). Donk., apresentou a maior quantidade de espécimes utilizados neste estudo. O gênero *Flaviporus* é caracterizado pelo basidioma relativamente pequeno e fino, poros pequenos, esporos amplamente elipsoides e pequenos, e sistema hifálico dimítico com hifas generativas com grampos de conexão. Os espécimes pertencentes a este clado foram identificados como *F. liebmanii*, caracterizado pela presença de cistídios, às vezes de difícil visualização. Embora o clado principal tenha um bom suporte estatístico (0.90/85), *F. liebmanii* é muito variável geneticamente, demonstrando que poderiam representar pelo menos três espécies. Miettinen *et al.* (2012) sugeriram que isto poderia ser causado por evolução paralela, em que a morfologia do basidioma permanece inalterada, enquanto o DNA sofre grandes mudanças. Além disso, a variação no ITS é a maior quando comparada com outros gêneros de *Steccherinaceae*.

O clado *Trulla* é representado por *T. dentipora* (Ryvarden & Iturriaga) Miettinen & Ryvarden, *T. duracina* (Pat.) Miettinen & Ryvarden e *T. polyporoides* Miettinen & Ryvarden (0.90/89). *Trulla* é um gênero que foi recentemente criado por Miettinen & Ryvarden (2016) baseado nas análises de Miettinen *et al.* (2012) cuja principal característica é o contexto monomítico e a trama dimítica. Outro fator importante considerado pelos autores para a criação deste gênero é a distribuição tropical das espécies: *T. dentipora* e *T. polyporoides* foram descritas de material coletado na Venezuela e *T. duracina*, de Guadalupe. Desse modo, Miettinen *et al.* (2012) comentaram que essas espécies tropicais não poderiam pertencer ao “core *Antrodiella*”, uma vez que a maioria das espécies de *Antrodiella sensu stricto* ocorrem na zona temperada. *Trulla dentipora* e *T. meridae* representam um novo registro para o Brasil, sendo ambas conhecidas apenas para a Venezuela (Ryvarden & Iturriaga 2003, Miettinen & Ryvarden 2016). Adicionalmente, *T. meridae* é confirmada, por meio de dados moleculares, como sendo uma espécie pertencente a este gênero, uma vez que os autores não apresentaram sequências da espécie.

Steccherinum amapaense se posiciona no clado *Steccherinum sensu* Miettinen *et al.* (2012) que, em nossas análises, apresenta baixo suporte (0.60/51%). Morfologicamente, essa espécie foi identificada como pertencente ao gênero *Diplomitoporus*, devido ao sistema hifálico dimítico e hifas generativas com grampos de conexão. Entretanto, essas características também são encontradas em *Steccherinum*, que originalmente, incluía espécies com esqueletocistídios (Gray 1821). Adicionalmente, a espécie tipo de *Diplomitoporus* é *D. flavescens* (Bres.) Domański, com a Polônia como localidade tipo. Na árvore filogenética do

presente trabalho, *S. amapaense* está distantemente relacionada de *D. flavescens* coletada na Alemanha.

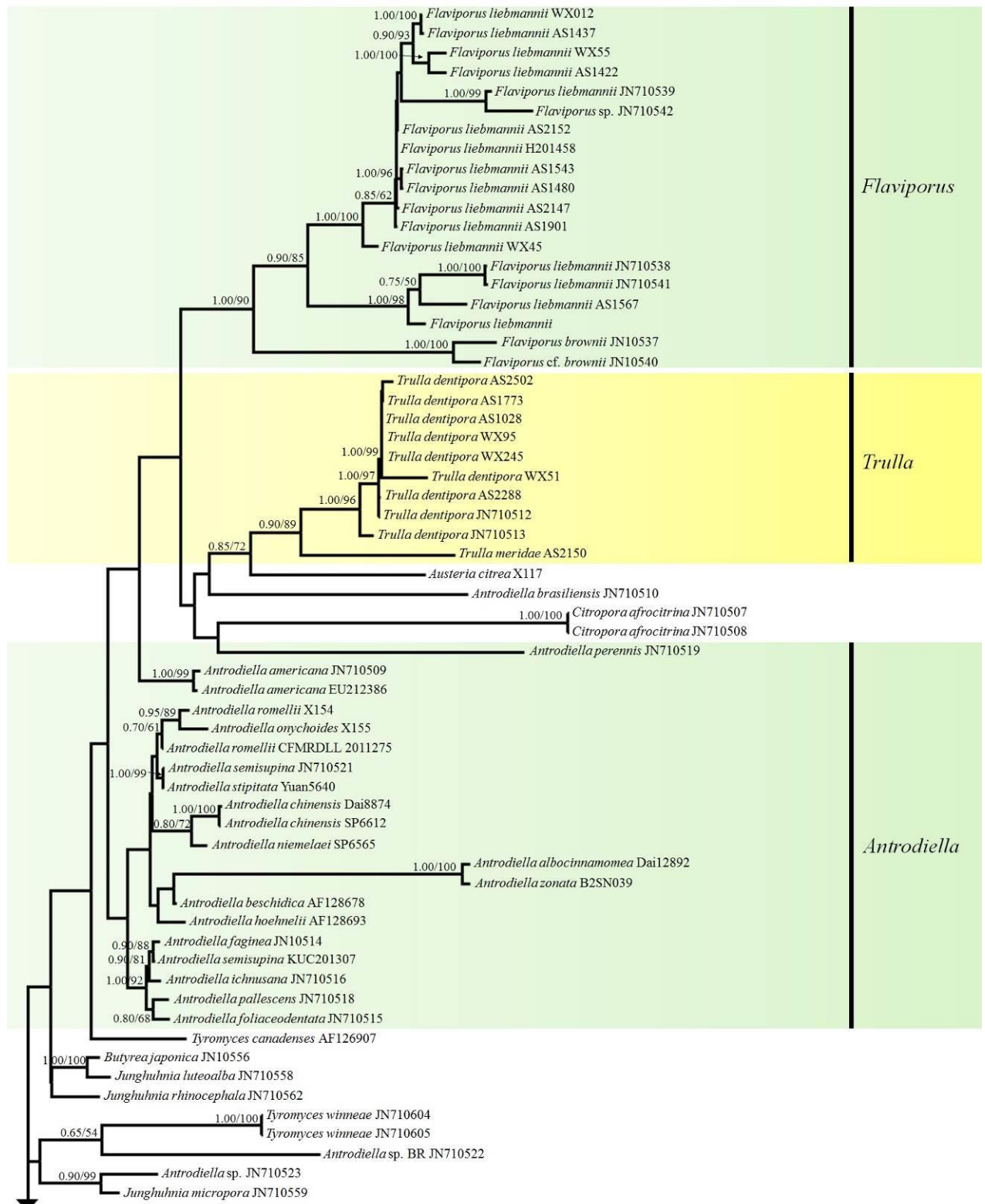
O gênero *Junghuhnia* é tipificado por *J. crustacea* (Jung.). Ryvar den, uma espécie tropical que possui himenofóro denteado. Miettinen *et al.* (2012), usando dados moleculares, demonstraram que este gênero é muito pequeno, provavelmente composto pela espécie tipo e *Steccherinum robustius* (J. Erikss. & S. Lundell) J. Erikss., uma espécie que também possui himenofóro denteado. Recentemente, várias espécies de *Junghuhnia* foram combinadas em, no mínimo, quatro gêneros, três dos quais novos (Miettinen & Ryvar den 2016). No presente estudo, as duas espécies de *Junghuhnia* encontradas, *J. carneola* (Bres.). Rajchenb e *J. subundata* (Murrill) Manfr. Binder, Hibbett, K.H. Larss., E. Larss., Langer & G. Langer estão distantemente relacionadas da espécie tipo. *Junghuhnia subundata* agrupou-se como ramo basal do clado *Steccherinum sensu* Miettinen *et al.* (2012) e *J. carneola* apresenta-se em um clado isolado. Entretanto, apenas um espécime (no caso de *J. subundata*) e dois marcadores não são suficientes para estabelecer o posicionamento dessas espécies. Portanto, o acréscimo de mais espécimes e mais marcadores poderão ajudar na posição filogenética dessas espécies que permanecem incertas.

No clado *Tyromyces sensu lato* (0.90/78), estão *T. amazonicus* e *T. angulatus*, além dos gêneros *Obba* e *Sebipora* e a espécie tipo de *Tyromyces*, *T. chioneus*. Na análise de Miettinen & Rajchenberg (2012), baseada em ITS e LSU, *Obba* e *Sebipora* se posicionam no “*Cinereomyces* clade”, distantemente relacionado do “*Tyromyces* clade”. Binder *et al.* (2013), utilizando seis marcadores, chamaram “*Cinereomyces* clade” de “*gelatoporia* clade”, com basicamente as mesmas espécies e igualmente distantemente relacionado do “*Tyromyces* clade”. Em ambas as análises, o posicionamento de “*Cinereomyces* clade”/“*gelatoporia* clade” e “*Tyromyces* clade” é incerto na filogenia de Polyporales.

Tyromyces angulatus foi inicialmente descrita como pertencente ao gênero *Diplomitoporus*. Contudo, assim como *S. amapaense*, esse espécime não se agrupou no mesmo clado de *D. flavescens* (a espécie tipo). Como comentado anteriormente, *Diplomitoporus* tem carência de estudos moleculares e algumas espécies que pertenciam a esse gênero, quando sequenciadas, foram combinados em outros gêneros e até mesmo novos gêneros foram criados para algumas espécies (Ghobad-Nejhad & Dai 2010, Miettinen *et al.* 2012).

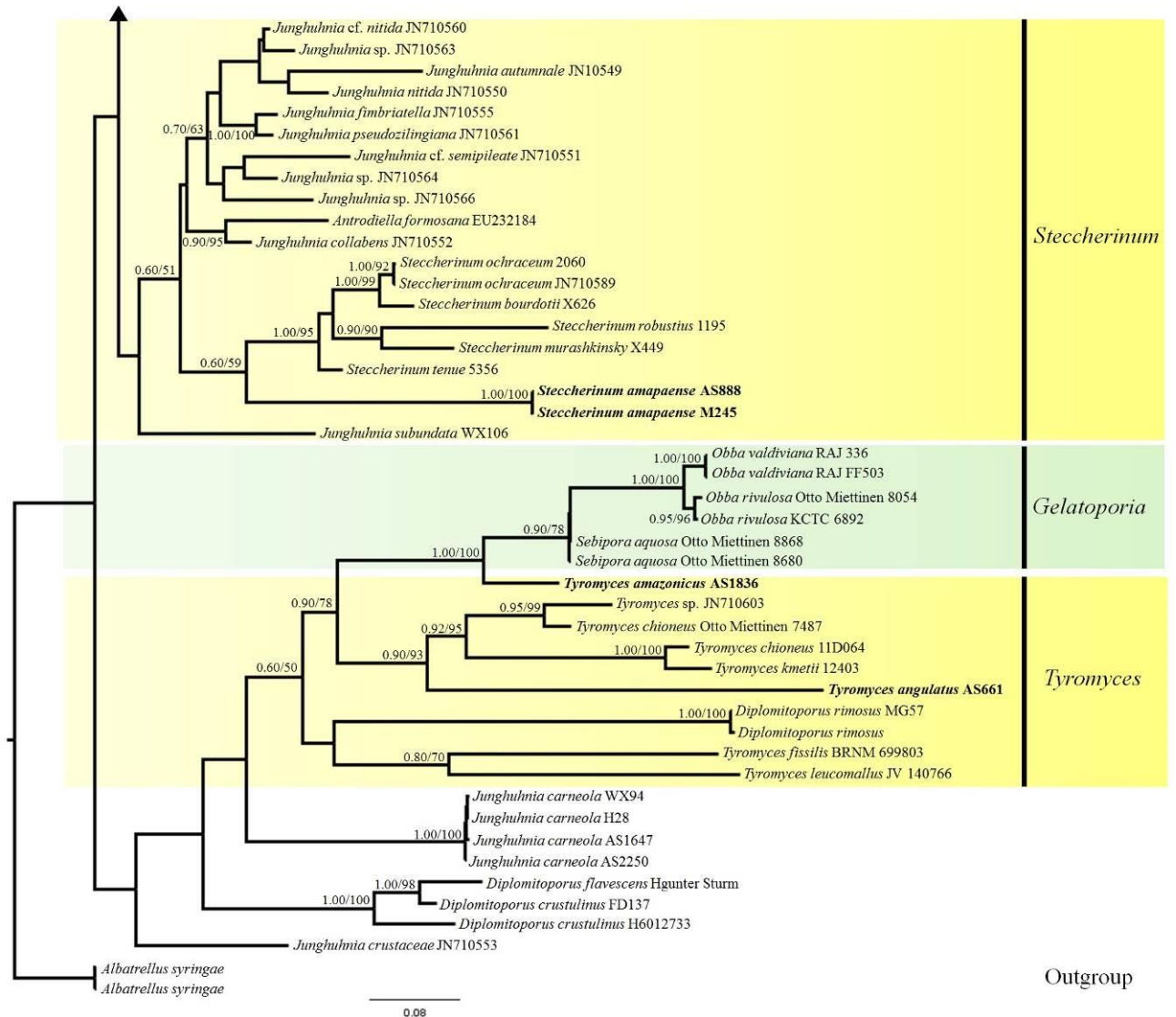
Desse modo, manteremos as espécies novas em *Tyromyces* até que mais espécimes sejam encontrados e mais marcadores sejam amplificados.

Figura 5 - Reconstrução filogenética do clado “residual polyporoid” baseada nos dados concatenados de seqüências da região ITS e nLSU. Valores de *bootstrap* gerados por MV e probabilidade posterior por BA, respectivamente.



Fonte: Soares, 2017

Figura 5 – **Continuação** – Reconstrução filogenética do clado “residual polyporoid” baseada nos dados concatenados de sequências da região ITS e nLSU. Valores de *bootstrap* gerados por MV e probabilidade posterior por BA, respectivamente.



Fonte: Soares, 2017.

5.2.4 Serpulaceae Jarosch & Bresinsky

A família Serpulaceae inclui espécies com basidioma ressupinado, pileado a estipetado, de coloração marrom a amarelada, frequentemente com margem cotonosa e himenofóro liso, ondontoide ou meruloide. O sistema hifálico é monomítico ou mais raramente dimítico, com hifas esqueléticas hialinas a amareladas. As espécies são saprofíticas, ectomicorrízicas e/ou parasitas (Cannon & Kirk 2007). Binder e Hibbett (2006) demonstraram que esta família, pertencente à ordem Boletales, não é monofilética e composta por quatro gêneros (*Austropaxillus* Bresinsky & Jarosch, *Gymnopaxillus* E. Horak, *Neopaxillus* Singer e *Serpula* (Pers.) Gray) e cerca de 20 espécies (Kirk *et al.* 2008).

Serpula é caracterizado pelo basidioma ressupinado, efuso-reflexo a pileado, de cor amarela a amarronzada; com himenóforo poroide, tuberculado ou meruloide; sistema hifálico monomítico ou dimítico com grampo de conexão, basidiósporos elipsoides, amarelados, de parede espessa, lisos ou rugosos, apresentando reação cianófila (Ginns 1971, Hallenberg 1985). É um gênero cosmopolita capaz de degradar tanto madeira morta quanto coníferas, sendo que muitas espécies são conhecidas por causarem danos em estruturas de prédios, produzindo o que é comumente conhecido como podridão seca (Schmidt & Kebernik 1989, Schmidt *et al.* 2002).

Poucos estudos filogenéticos foram realizados com o gênero *Serpula*, mas com disposição evolutiva conflitante. Carlier *et al.* (2004) demonstraram que *Serpula* formou um clado monofilético, mas com baixo valor estatístico, enquanto que Skrede *et al.* (2011) apresentaram *Serpula* como provavelmente sendo parafilético. Atualmente, existem 15 espécies aceitas neste gênero (www.indexfungorum.org, Kirk *et al.* 2008), entretanto, apenas *S. fuscescens* (Bres.) W.B. Cooke foi registrada no Brasil. Neste estudo, *S. similis* é apresentada como uma nova ocorrência para o Neotrópico.

A matriz de dados combinados de ITS com nLSU apresentou um total de 1.789 sítios, o qual incluiu 48 sequências representando 32 espécies. Os resultados das análises filogenéticas geradas a partir dos métodos de Máxima Verossimilhança e Inferência Bayesiana (BA) demonstraram pequenas divergências nos valores de apoio estatístico e árvores com topologias bastante semelhantes. Assim, apenas o filograma consenso obtido através do método de máxima verossimilhança é representado na Figura 6, mostrando os respectivos valores de *bootstrap* e de probabilidade posterior próximos aos nós dos ramos.

No cladograma, *S. similis* (Berk. & Broome) Ginns apresentou-se como grupo irmão de *S. tignicola* com um forte apoio estatístico (89/1.00) (Figura 6), entretanto com uma elevada variação nucleotídica (ramo longo). Este ramo longo já foi encontrado por Carlier *et*

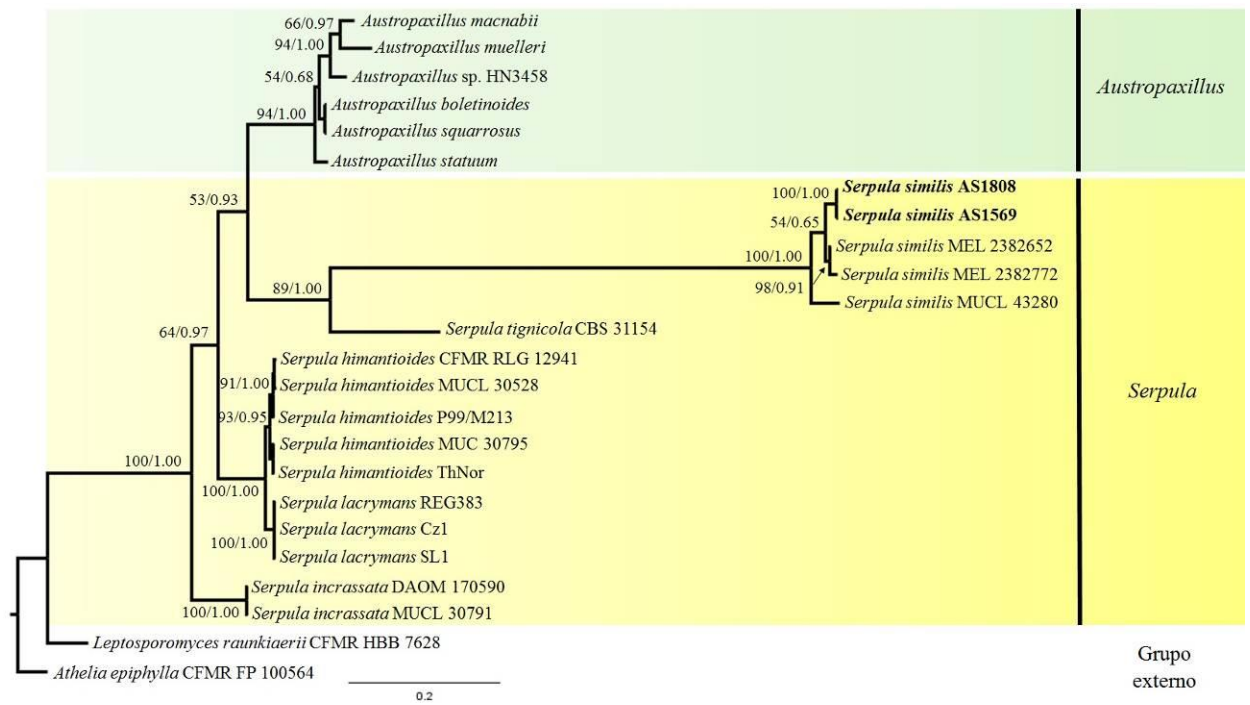
al. (2004) em análises apenas com nLSU e também por Skrede *et al.* (2011), utilizando cinco marcadores. Este último estudo sugeriu que o ramo longo é um aumento na taxa molecular de evolução desta linhagem, o que indica, provavelmente, ser um gênero à parte das outras espécies de *Serpula*. Entretanto, novas análises com marcadores apresentando padrões evolutivos diferentes, além da inclusão de outras espécies pertencentes ao gênero, são necessárias para um quadro mais fidedigno do ponto de vista estatístico.

Os cinco espécimes representativos de *S. similis* oriundos da Austrália, Brasil e Tailândia formaram um clado com elevado apoio estatístico (100%/1.00). O espécime do Brasil (Figura 6) é caracterizado pelo basidioma pileado, separável do substrato, branco a creme (quando fresco) e amarelo a laranja (quando seco). O sistema hifálico é monomítico e as hifas generativas apresentam grampos largos (3–5 μm), além dos basidiósporos elipsoides (5–6 $\times$ 3–4 μm). Essas características diferem um pouco dos espécimes da Austrália, em que o basidioma é ressupinado, o sistema hifálico é dimítico, com hifas esqueléticas finas e basidiósporos elipsoides a amplamente elipsoides (4.5–5.5 $\times$ 3.2–3.7 μm). Inicialmente, o espécime brasileiro foi descrito como uma espécie nova, devido a essas pequenas diferenças morfológicas. Entretanto, após o estudo molecular verificou-se ser apenas uma variação da espécie.

Serpula costaricensis M. Mata & Ryvarden é outra espécie similar. Assim como em *S. similis*, o basidioma também é distintamente pileado, entretanto é mais largo e robusto e os basidiósporos são maiores [elipsoides, 6–7 (8) $\times$ 4–5 μm]. *Serpula fuscescens*, a única espécie citada para o Brasil, apresenta cistídios encrustados e basidiósporos subglobosos a ovóides [(4.5–)5–6 $\times$ 4–5 μm], os quais diferem de *S. similis*. Além disso, Ginns (1971) comentou que *S. fuscescens* parece estar mais relacionada aos gêneros corticioides. Por outro lado, Nakasone (2008) sugeriu que o mais apropriado é estabelecer um novo gênero, porém coleções adicionais são necessárias para que isso seja possível, uma vez que existe apenas um único espécime desta espécie.

De modo geral, o gênero *Serpula* precisa de mais estudos para entender as relações de parentesco entre as espécies, bem como a respectiva distribuição geográfica. Isso é desafiador, uma vez que este gênero é pequeno e as espécies parecem ser raras, especialmente nos Neotrópicos, e ainda aliado à escassez de dados moleculares.

Figura 6 - Reconstrução filogenética da família Serpulaceae baseada nos dados concatenados de sequências da região ITS e nLSU. Valores de *bootstrap* gerados por MV e probabilidade posterior por BA, respectivamente.



5.3 Demais espécies novas

Além das espécies relatadas acima, neste trabalho, foi encontrada uma espécie nova de *Amauroderma*, uma de *Henningsia*, uma de *Phellinus* sensu lato, uma de *Perenniporia* e uma de *Wrightoporia*. Entretanto, foram obtidas sequências apenas de *Perenniporia*, a qual foi publicada em colaboração com outra pesquisadora (Crous *et al.* 2017), e *Henningsia*. Desse modo, será necessário recoletar mais amostras das espécies novas para obtenção de dados moleculares para um estudo mais confiável dessas espécies.

A nova espécie de *Amauroderma* é caracterizada pelo basidioma anual, estipitado, coriáceo, marrom chocolate e poros circulares a angulares 5–6 por mm. O sistema hifálico é trimítico com hifas generativas com grampos de conexão e os basidiósporos são subglobosos a globosos de coloração esverdeada ($12\text{--}15 \times 10\text{--}12 \mu\text{m}$).

A espécie nova de *Henningsia* apresenta basidioma anual, ressupinado, carnoso, branco quando fresco, e rígido e preto quando seco. O sistema hifálico é monomítico e as hifas generativas com septos simples e os basidiósporos são globosos, hialinos e de parede fina ($4\text{--}5 \mu\text{m}$).

Quanto à espécie nova de *Pachykytospora*, o basidioma é anual, ressupinado, branco a ocráceo. O sistema hifálico é dimítico com hifas generativas com grampo de conexão e os basidiósporos são oblongos elipsoides, hialinos e distantemente equinulados ($6\text{--}8 \times 4\text{--}5 \mu\text{m}$).

A espécie nova de *Phellinus* é caracterizada pelo basidioma perene, ressupinado a pileado, coriáceo, marrom chocolate com poros irregulares em forma de labirinto. O sistema hifálico é dimítico e as hifas generativas com septos simples. Apresenta seta himenial subulada de parede espessa ($40\text{--}60 \times 7\text{--}9 \mu\text{m}$) e basidiósporos globosos, hialinos de parede fina e não amiloides ($5\text{--}6 \mu\text{m}$).

Por fim, a espécie nova de *Wrightoporia* apresenta basidioma anual, ressupinado, macio e frágil, branco a creme pálido. O sistema hifálico é monomítico com hifas generativas com grampos de conexão. Os basidiósporos são subglobosos a amplamente elípticos, hialinos e distintamente amiloides ($4\text{--}5 \times 3\text{--}4 \mu\text{m}$).

6 CONCLUSÕES

Após as coletas de campo em quatro áreas de preservação na Amazônia brasileira, pode-se concluir que:

- Os resultados apresentados ampliaram significativamente o conhecimento sobre os Agaricomycetes poroides na Amazônia brasileira, com a descoberta de novas espécies e novos registros;
- Mesmo em áreas de preservação próxima a áreas urbanizadas ou perturbadas pela ação humana ainda é possível encontrar novos registros e novas espécies;
- O uso de dados morfológicos não é tão eficaz no posicionamento das espécies de fungos poroides em gêneros, uma vez que caracteres morfológicos tais como cistídios, tipo de himenoforo, forma e tamanho de esporo são limitados para inferir a relação entre as espécies.

REFERÊNCIAS

- ABRAHAO, M. C; GUGLIOTTA, A. M; GOMES, E. Poliporoides (Basidiomycota) em fragmentos de mata no perímetro urbano de São José do Rio Preto, São Paulo, Brasil. **Revista Brasileira de Botânica**, São Paulo, v. 32, p. 427–440. 2009.
- AIME, L; RYVARDEN, L; HENKEL, T. W. Studies in Neotropical polypores 22. Additional new and rare species from Guyana. **Synopsis Fungorum**, v. 23, p. 15–31. 2007.
- ALEXOPOULOS, C. J; MIMS, C. W; BLACKWELL, M. **Introductory Mycology**. New York, John Wiley. 1996.
- BANIK, M.T; LINDNER, D. L; ORTIZ-SANTANA, B; LODGE, D. J. A new species of *Laetiporus* (Basidiomycota, Polyporales) from the Caribbean basin. **Kurtziana**, v. 37, p.15–21. 2012.
- BERKELEY, M.J. Decades of fungi. Decades LVII - LVIII. Rio Negro fungi. Hooker's **Journal of Botany and Kew Garden Miscellany**, v. 8, p.193–200. 1856.
- BINDER, M; HIBBETT, D.S; LARSSON, K-H; LARSSON, E; LANGER, E; LANGER, G. The phylogenetic distribution of resupinate forms across the major clades of mushroomforming fungi (Homobasidiomycetes). **Systematics and Biodiversity**, v. 3: p. 113–157. 2005.
- BINDER, M; HIBBETT, D.S. Molecular systematics and biological diversification of Boletales. **Mycologia**, v. 98, n. 6, p. 971–981. 2006.
- BINDER, M; JUSTO, A; RILEY, R; SALAMOV, A; LOPEZ-GIRALDEZ, F; SJOKVIST, E; COPELAND, A; FOSTER, B; SUN, H; LARSSON, E; LARSSON, K-H; TOWNSEND, J.P; GRIGORIEV, I; HIBBETT, D. Phylogenetic and phylogenomic overview of the Polyporales. **Mycologia**, v. 105, p. 1350–1373. 2013.
- BLACKWELL, M; HIBBETT, D. S; TAYLOR, J. W; SPATAFORA, J.W. Research coordination networks: a phylogeny for kingdom Fungi (Deep Hypha). **Mycologia**, v. 98, p. 829–837. 2006.
- BLACKWELL, M. The fungi: 1, 2, 3 . . . 5.1 million species? **American Journal of Botany**, v. 98, p. 426–438. 2011.
- BONONI, V. L. Fungos macroscópicos de Rio Branco, Acre, Brasil. **Hoehnea**, v. 19, n. ½, p. 31–37. 1992.
- BURDSALL-JR, H. H. A contribution to the taxonomy of the genus *Phanerochaete* (Corticiaceae, Aphyllophorales). **Mycologia Memoir**, v. 10, p. 1–165. 1985.
- CAMPOS, E. L; CAVALCANTI, M. A. Q. Primeira ocorrência de *Phellinus mangrovicus* (Imaz.) Imaz. para o Brasil. **Acta Botânica Brasílica**, v. 14, p. 263–265. 2000.
- CAMPOS, E.L; SOTÃO, H. M. P; CAVALCANTI, M. A. Q; LUZ, A. B. Basidiomycetes de manguezais da APA de Algodual – Maiandeuá, Pará, Brasil. **Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi**, v. 1, p. 141–146. 2005.
- CANNON, P. F; KIRK, P.M. **Fungal Families World**. 7th edition. CAB International: Wallingford. 2007.
- CAPELARI, M; MAZIERO, R. Fungos macroscópicos do estado de Rondônia, região dos rios Jaru e Ji-Paraná. **Hoehnea**, v. 15, p. 28–36. 1988.
- CAPOBIANCO, J. P. R; VERÍSSIMO, A; MOREIRA, A; SAWYER, D; SANTOS, I. P; PINTO, L. P. **Biodiversidade na Amazônia brasileira: avaliação e ações prioritárias para a conservação, uso sustentável e repartição de benefícios**. Estação Liberdade: Instituto Sócio ambiental, São Paulo, 2001. 404 p.
- CARLSON, A; JUSTO, A; HIBBETT, D. S. Species delimitation in *Trametes* (Polyporales, Basidiomycota): a comparison of ITS, TEF-1, RPB1 and RPB2 phylogenies. **Mycologia**, v. 106, p. 735–745. 2014.
- CARLIER, F.-X; BITEW, A; CASTILLO, G; DECOCK, C. Some Coniophoraceae (Basidiomycetes, Boletales) from the Ethiopian highlands: *Coniophora bimacrospora*,

- sp. nov. and a note on the phylogenetic relationships of *Serpula similis* and *Gyrodontium*. **Cryptogamie Mycologie**, v. 25, p. 261–275. 2004.
- COELHO, G.; RECK, M.; SILVEIRA, R. M. B.; GUERRERO, R.T. *Ceriporia spissa* (Schwein. ex Fr.) Rajchenb. (Basidiomycota): first record from Brazil. **Biociências**, v. 13, p. 107–111. 2005.
- COLLINS, T.; KEARNEY, M.; MADDISON, D. **The ideas lab concept, assembling the tree of life, and AVAToL**. **PLoS Curr Tree Life** 1, 2013.
- COOKE, W. B. The genera *Serpula* and *Meruliporia*. **Mycologia**, v. 49, n. 2, p. 197–225. 1957.
- COOKE, R. C.; WHIPPS, J. M. **Ecophysiology of Fungi**. Oxford: Blackwell Scientific Publications. 1993.
- COSTA-REZENDE, D. H.; GUGLIOTTA, A. M.; GÓES-NETO, A.; RECK, M. A.; ROBLEDO, G. L.; DRECHSLER-SANTOS, E. R. *Amauroderma calcitum* sp. nov. and notes on taxonomy and distribution of *Amauroderma* species (Ganodermataceae). **Phytotaxa**, v. 2, p. 44–101. 2016.
- CROUS, P.W.; WINGFIELD, M.J.; BURGESS, T.I.; HARDY, G.E.S.; *et al.* Fungal Planet description sheets: 558–624. *Persoonia*, v. 38, p. 240–385. 2017.
- DE KOKER, T.H.; BURDSALL, H.J.; JANSE, B.J.H. A provisional name for a taxon of *Phanerochaete* from South Africa. *Sydowia*, v. 52, n.1, p. 10–15. 2000.
- DE KOKER, T. H.; NAKASONE, K. K.; HAARHOF, J.; BURDSALL-JR, H. H.; JANSE, B. J. H.; Phylogenetic relationships of the genus *Phanerochaete* inferred from the internal transcribed spacer region. **Mycological Research**, v. 107, p. 1032–1040. 2003.
- DONK, M. A. Revision de Niederlandischen Homobasidiomycetes. Aphyllophoraceae 2. Mededelingen Bot. **Museum en Herbarium van de Rijksuniversiteit Utrecht**, v. 9, p.1–278. 1933.
- DONK, M.A. A conspectus of the families of Aphyllophorales. *Persoonia*, v. 3, n. 2, p. 199–324. 1964.
- DRECHSLER-SANTOS, E. R.; ROBLEDO, G.; LIMA-JUNIOR, N. C.; MALOSSO, E.; RECK, M. A.; GIBERTONI, T. B.; CAVALCANTI, M. A. Q.; RAJCHENBERG, M. . *Phellinotus*, a new neotropical genus in the Hymenochaetaceae (Basidiomycota, Hymenochaetales). **Phytotaxa**, v. 261, p. 218–239. 2016.
- Eriksson, J.; Hjortstam, K.; Ryvarden, L. The Corticiaceae of North Europe. *Mycoaciella-Phanerochaete* 5: 889e1047 Fungi-flora. Oslo, Norway. 1978.
- FERNANDEZ-FUEYO, E.; RUIZ-DUENAS, F. J.; FERREIRA P; FLOUDAS, D; HIBBETT, D; CANESSA, P; LARRONDO, L. F; JAMES, T; SEELINFREUND, D; LOBOS, S; POLANCO, R; TELLO, M; HONDA, Y; WATANABE, T; WATANABE, T; RYU, J. S; KUBICEK, C. P; SCHMOLL, M; GASKELL, J; HAMMEL, K. E; JOHN, F; VANDEN WYMELENBERG, A; SABAT, G; BONDURANT, S. S; SYED, K; YADAV, J; DODDAPANENI, H; SUBRAMANIAN, V; LAVÍN, J. L; OGUIZA, J. A; PEREZ, G; PISABARRO, A. G; RAMIREZ, L; SANTOYO, F; MASTER, E; COUTINHO, P. M; HENRISSAT, B; LOMBARD, V; MAGNUSON, J. K; KÜES, U; HORI, C; IGARASHI, K; SAMEJIMA, M; BARRY, K; LAPIDUS, A; LINDQUIST, E; RILEY, R; HOFFMEISTER, D; SCHWENK, D; HADAR, Y; YARDEN, O; DE VRIES, R. P; WIEBENGA, A; STENLID, J; EASTWOOD, D; GRIGORIEV, I; BERKA, R; BLANCHETTE, R. A; KERSTEN, P; MARTINEZ, A. T; VICUNA, R; CULLEN, D. Comparative genomics of wood decay fungi *Phanerochaete chrysosporium* and *Ceriporiopsis subvermisporea* provides insight into mechanisms of selective ligninolysis. **Proceedings of the National Academy Sciences**, v. 109, p. 5458–5463. 2012.

- FERRAZ, A. L. Fungos decompositores de materiais lignocelulósicos. In: Esposito, E., Azevedo, J. L. (eds.) **Fungos uma introdução à biologia, bioquímica e biotecnologia** Vol 2. Caxias do Sul, Educs.(Coleção Biotecnologia). 2010.
- FERREIRA-LOPES, V; ROBLEDO, G; RECK, M. A; GOÉS-NETO, A; DRECHSLER-SANTOS, E. R. *Phylloporia spathulata sensu stricto* and two new South American stipitate species of *Phylloporia* (Hymenochaetaceae). **Phytotaxa**, v. 257, p.133–148, 2016.
- FIDALGO, O; BONONI, V. L. **Guia de coleta, preservação e herborização de material botânico**. Instituto de Botânica, São Paulo, 1989. 62 p.
- FIGUEIRO, G. K; ROBLEDO, G.; RECK, M. A; GOES-NETO, A; DRECHSLER-SANTOS, E. R. *Antrodia neotropica* sp. nov. (Polyporales, Basidiomycota): a new South American species of *Antrodia* s.s. from Brazil based on morphological, molecular and ecological data. **Nova Hedwigia**, p.125–143, 2016.
- FLOUDAS, D; BINDER, M; RILEY, R; BARRY, K; BLANCHETTE, R. A; HENRISSAT, B; MARTÍNEZ, A. T; OTILLAR, R; SPATAFORA, J. W; YADAV, J. S; AERTS, A; BENOIT, I; BOYD, A; CARLSON, A; COPELAND, A; COUTINHO, P. M; VRIES, R. P; DE FERREIRA, P; FINDLEY, K; FOSTER, B; GASKELL, J; GLOTZER, D.; GÓRECKI, P; HEITMAN, J; HESSE, C; HORI, C; IGARASHI, K; JURGENS, J. A; KALLEN, N; KERSTEN, P; KOHLER, A; KÜES, U; KUMAR, T. K. A; KUO, A; LABUTTI, K; LARRONDO, L. F; LINDQUIST, E; LING, A; LOMBARD, V; LUCAS, S; LUNDELL, T; MARTIN, R; MCLAUGHLIN, D. J; MORGENSTERN, I; MORIN, E; MURAT, C; NAGY, L. G; NOLAN, M; OHM, R. A; PATYSHAKULIYEVA, A; ROKAS, A; RUIZ-DUEÑAS, F. J; SABAT, G; SALAMOV, A; SAMEJIMA, M; SCHMUTZ, J; SLOT, J. C; JOHN, F. ST; STENLID, J; SUN, H; SUN, S; SYED, K; TSANG, A; WIEBENGA, A; YOUNG, D; PISABARRO, A; EASTWOOD, D. C; MARTIN, F; CULLEN, D; GRIGORIEV, I. V; HIBBETT, D. S. The Paleozoic Origin of Enzymatic Lignin Decomposition Reconstructed from 31 Fungal Genomes. **Science**, v. 336, p. 1715–1719. 2012.
- GIBERTONI, T.B. Polyporoid fungi (Agaricomycetes, Basidiomycota) in the Estação Científica Ferreira Penna (State of Pará, Brazilian Amazonia): diversity and ecological aspects. **Scientifica Acta**, v. 2, p. 70–74. 2008.
- GIBERTONI, T. B; RYVARDEN, L; BERNICCHIA, A; SAVINO, E. Poroid fungi (Agaricomycetes, Basidiomycota) in the National Caxiuanã Forest. In Lisboa, P.LB. (ed.) Caxiuanã: **Paraíso Ainda Preservado**. Belém, Ed. Museu Paraense Emílio Goeldi, 2013. p. 397–409.
- GILBERTSON, R.L. Wood-rooting fungi of North America. **Mycologia**, v. 72, n. 1, 1–47. 1980.
- GILBERTSON, R; RYVARDEN, L. **North American Polypores**. Synopsis Fungorum 1. Oslo: Fungiflora, 1986.
- GILBERTSON, R; RYVARDEN, L. **North American Polypores**. Synopsis Fungorum 2. Oslo: Fungiflora, 1987.
- GINNS, J. The genus *Merulius* IV. Species proposed by Berkeley and Curtis, and by Berkeley and Broome. **Mycologia**, v. 63, p. 219–236. 1971.
- GOMES-SILVA, A.C; GIBERTONI, T.B. Revisão do Herbário URM. Novas ocorrências de Aphyllophorales para a Amazônia Brasileira. **Revista Brasileira de Botânica**, v. 32, p. 587–596. 2009a.
- GOMES-SILVA, A.C; GIBERTONI, T. B. Checklist of the aphyllophoraceous fungi (Agaricomycetes) of the Brazilian Amazonia. **Mycotaxon**, v. 108, p. 319–322. 2009b.

- GOMES-SILVA, A. C; RYVARDEN, L; GIBERTONI, T. B. New and interesting species of Hymenochaetaceae from the Brazilian Amazonia. **Mycological Progress**, v. 8, p. 273–279. 2009.
- GOMES-SILVA, A. C; GIBERTONI, T. B; RYVARDEN, L. Notes on Trametes from the Brazilian Amazonia. **Mycotaxon**, v. 113, p. 61–71. 2010.
- GOMES-SILVA, A. C; RYVARDEN, L; GIBERTONI, T. B. New records of Ganodermataceae (Basidiomycota) from Brazil. **Nova Hewidgia**, v. 92, pp. 83–94. 2011.
- GOMES-SILVA, A. C; RYVARDEN, L; MEDEIROS, P. S; SOTÃO, H. M. P; GIBERTONI, T. B. Polyporus (Basidiomycota) in the Brazilian Amazonia, with notes on *Polyporus indigenus* I.J. Araujo e M.A. de Sousa and *P. sapurema* A. M ller. **Nova Hedwigia**, v. 94, p. 227–238, 2012a.
- GOMES-SILVA, A. C; RYVARDEN, L; GIBERTONI, T. B. Resupinate poroid fungi from tropical rain forests in Brazil: two new species and new records. **Mycological Progress**, v. 11, p. 879–885. 2012b.
- GOMES-SILVA, A. C; BALTAZAR, J. M; GIBERTONI, T. B. Interesting species of *Coltricia* and Hymenochaete (Hymenochaetaceae) from the Amazonia and the Atlantic Forest, Brazil: a new combination and new records. **The Journal of the Torrey Botanical Society**, v. 139, p. 428–436. 2012c.
- GOMES-SILVA, A. C; RYVARDEN, L; GIBERTONI, T. B. Two new species of Phellinus s.l. from the Brazilian Amazonia. **Phytotaxa**, v. 67, p. 55–60. 2012d.
- GOMES-SILVA, A.C; RYVARDEN, L; GIBERTONI, T.B. *Inonotus amazonicus* sp. nov., *I. calcitratus* comb. nov. and notes on *Phylloporia* (Hymenochaetaceae, Agaricomycetes) from the Brazilian Amazonia. **Mycoscience**, v. 54, p. 116–121. 2013.
- GOMES-SILVA, A.C; MEDEIROS, P.S; SOARES, A. M. S; RYVARDEN, L; SOTÃO, H. M. P; GIBERTONI, T. B. Two new species of *Rigidoporus* (Agaricomycetes) from Brazil and new records from the Brazilian Amazonia. **Phytotaxa**, v. 156, p. 191–200, 2014.
- GOMES-SILVA, A.C.; NOGUEIRA-MELO, G.S; BALTAZAR, J.M; DRECHSLER-SANTOS, E.R; LIRA, C.R.S; MEDEIROS, P.S; SOTÃO, H.M.P; RYVARDEN, L; CAVALCANTI, M.A.Q; GIBERTONI, T.B. Notes on *Fomitopsis* (Polyporales, Agaricomycetes) from North and Northeast Brazil. **Journal of the Torrey Botanical Society**, v. 142, n. 2, p. 179–185. 2015.
- GOÉS-NETO, A; LOGUERCIO-LEITE, C; GUERRERO, R.T. DNA extraction from frozen Field-collected and dehydrated herbarium fungal basidiomata: performance of SDS and CTAB-based methods. **Biotemas**, v. 18, p. 19–32. 2005.
- GOMES-SILVA, A.C; LIMA-JÚNIOR, N. C; MALOSSO, E; RYVARDEN, L; GIBERTONI, T. B. Delimitation of taxa in *Amauroderma* (Ganodermataceae, Polyporales) based in morphology and molecular phylogeny of Brazilian specimens. **Phytotaxa**, v. 227, p. 201–228. 2015.
- GRAY, S.F. A natural arrangement of British plants. 1:1–824, 1821.
- GHOBAD-NEJHAD, M; DAI, Y-C. *Diplomitoporus rimosus* is found in Asia and belongs to the Hymenochaetales. **Mycologia**, v. 102, n. 6, p. 1510–1517. 2010.
- HALL, T. Biological Sequence. **Alignment Editor**, v. 7.0.0. Department of Microbiology, North Carolina State University, Carlsbad. 2004.
- HALLENBERG, N; ERIKSSON, J. **The Lachnocladiaceae and Coniophoraceae of North Europe**. **Fungiflora**, Oslo, 1985, p. 96.
- HALLENBERG, N; RYBERG, M; NILSSON, R. H; WOOD, A. R; WU, S. H. *Pseudolagarobasidium* (Basidiomycota): on the reinstatement of a genus of parasitic, saprophytic, and endophytic resupinate fungi. **Botany**, v. 86, p. 1319–1325. 2008.

- HAN, M-L; YUAN-YUAN, C; LU-LU, S; SONG, J; VLASÁK, J; DAI, Y-C; CUI, B-KAI. Taxonomy and phylogeny of the brown-rot fungi: *Fomitopsis* and its related genera. *Fungal Diversity*, v. 80, n. 1, p. 343–373. 2016.
- HENNINGS, P. P. Fungi Amazonici I. a cl. Ernesto Ule collecti. *Hedwigia*, v. 43, p. 154–186. 1904.
- HENNINGS, P. P. Fungi Amazonici VI. a cl. Ernesto Ule collecti. *Hedwigia*, v. 44, p. 57–71. 1905.
- HIBBETT, D. S; DONOGHUE, M J. Integrating phylogenetic analysis and classification in fungi. *Mycologia*, v. 90, p. 347–356. 1998.
- HIBBETT, D. S; THORN, R. G. Basidiomycota: Homobasidiomycetes, In: Esser, K. e Lemke, P.A. [eds.], **The mycota VII Part B: Systematic and evolution**. Springer-Verlag, Berlin, 2001. p.121–168,
- HIBBETT, D. S; BINDER, M. Evolution of complex fruiting-body morphologies in Homobasidiomycetes. **Proceedings of the Royal Society of London B**, v. 296, p. 1963–1969. 2002.
- HIBBETT, D. S. A phylogenetic overview of the Agaricomycotina. *Mycologia*, v. 98, p. 917–925. 2006.
- HIBBETT, D; BAUER, R; BINDER, M; GIACHINI, A. J; HOSAKA, K; JUSTO, A; LARSSON, E; LARSSON, K-H; LAWREY, J. D; MIETTINEN, O; NAGY, L; NILSSON, R. H; WEISS, M; THORN, R. G. Agaricomycetes. In: McLaughlin, D.J., Spatafora, J.W. (eds.) *The Mycota*, vol. VII, Second Ed., Part A. **Systematics and Evolution** Springer Verlag, 2014. p. 373–429
- JESUS, M.A. **Contribution to the Knowledge of wood-rotting fungi in Brazil. I. Ocorrence and distribuition of fungi on different substrates from the Manaus region, Amazonas state**. Paper prepared for the 26th Annual Meeting Helsingør, Denmark., 1995. 21 p.
- JESUS, M. A. Contribution to the knowledge of wood-rotting fungi in Brazil. II. Check-list of fungi from Maracá Island, Roraima State. *Mycotaxon*, v. 57, pp. 323–328. 1996.
- JESUS, M. A; RYVARDEN, L. Studies in neotropical polyporus 2. Two new species from Amazonas, Brazil. *Synopsis Fungorum*, v. 27, p. 73–77. 2010.
- JIA, B.-S; ZHOU, L.-W; CUI, B.-K; RIVOIRE, B; DAI, Y.-C. Taxonomy and phylogeny of *Ceriporia* (Polyporales, Basidiomycota) with an emphasis of Chinese collections. *Mycological Progress*, v. 13, p. 81–93. 2010.
- JUSTO, A; VIZZINI, A; MINNIS, A. M; MENOLLI, N; CAPELARI, M; RODRÍGUEZ, O; MALYSHEVA, E; CONTU, M; GHIGNONE, S; HIBBETT, D. Phylogeny of the Pluteaceae (Agaricales, Basidiomycota): taxonomy and character evolution. *Fungal Biology*, v. 115, p. 1–20. 2011.
- JUSTO, A; HIBBETT, D.S. Phylogenetic classification of *Trametes* (Basidiomycota, Polyporales) based on a five-marker dataset. *Taxon*, v. 60, p. 1567–1583. 2011.
- KIM, S-Y; JUNG, H. S. Molecular Taxonomy of *Ceriporia*. *Mycotaxon*, v. 70, p. 237–246. 1999.
- KIM, S. Y; PARK, S.Y; JUNG, H. S. Phylogenetic classification of *Antrodia* and related genera based on ribosomal RNA internal transcribed spacer sequences. *Journal of Microbiology and Biotechnology*, v. 11, p. 475–481. 1999.
- KIM, S.Y; PARK, S.Y; JUNG, H.S. Phylogenetic classification of *Antrodia* and related genera based on ribosomal RNA internal transcribed spacer sequences. *Journal of Microbiology and Biotechnology*, v. 11, p. 475–481. 2001.
- KIM, S.Y; PARK, S.Y; KO, K.S; JUNG, H.S. Phylogenetic analysis of *Antrodia* and related taxa based on partial mitochondrial SSU rDNA sequences. *Antonie Van Leeuwenhoek*, v. 83, p. 81–88. 2003.

- KIM, K. M; YOON, Y. G; JUNG, H. S. Evaluation of the monophyly of *Fomitopsis* using parsimony and MCMC methods. **Mycologia**, v. 97, p. 812–822. 2005.
- KIM, K. M; LEE, J. S; JUNG, H.S. *Fomitopsis incarnatus* sp. nov. based on generic evaluation of *Fomitopsis* and *Rhodofomes*. **Mycologia**, v. 99, p. 833–841. 2007.
- KIRK, P.M; CANNON, P. F; MINTER, D. W; STALPERS, J. A. **Dictionary of Fungi**. 10ed. CABI Publishing, Surrey, 2008. 788 p.
- KÜFFER, N; GILLET, F; SENN-IRLET, B; ARAGNO, M; JOB, D. Ecological determinants of fungal diversity on dead wood in European forests. **Fungal Diversity**, v. 30, p. 83–95. 2008.
- LANFEAR, R; CALCOTT, B; HO, S. Y. W. Guindon, S. PartitionFinder: Combined Selection of Partitioning Schemes. **Molecular Biology and Evolution**, 29: 1695–1701.
- LARRSSON, K.H; LARSSON, E; KOLJALG, U. High phylogenetic diversity among corticioid homobasidiomycetes. **Mycological Research**, v. 108, p. 983–1002. 2004.
- LARSSON, K-H. Re-thinking the classification of corticioid fungi. **Mycological Research**, v. 111, p. 1040–1063. 2007.
- LEE, J. S; LIM, Y. W. *Cerrena aurantiopora* sp. nov. (Polyporaceae) from Eastern Asia. **Mycologia**, v. 102, p. 211–216. 2010.
- LI, H. J.; CUI, B. K. Taxonomy and phylogeny of the genus *Megasporoporia* and its related genera. **Mycologia**, v. 105, n. 2, pp. 368–383. 2013.
- LIMA-JÚNIOR, N.C; GIBERTONI, T.B; MALOSSO, E. Delimitation of some Neotropical laccate *Ganoderma* (Ganodermataceae): molecular phylogeny and morphology. **Revista de Biologia Tropical**, v. 62, p. 1197–1208. 2014.
- LINDNER D. L; BANIK M. T. Molecular phylogeny of *Laetiporus* and other brown-rot genera in North America. **Mycologia**, v. 100, p. 417–430. 2008.
- LIRA, C. R. S; RYVARDEN, L; GIBERTONI, T. B. Morphological and molecular evidences for a new species of *Datroniella* (Polyporales, Basidiomycota) from Brazil. **Phytotaxa**, v. 280, p. 173–176. 2016.
- LI, H. J; HAN, M.L; CUI, B. K. Two new *Fomitopsis* species from southern China based on morphological and molecular characters. **Mycological Progress**, v. 12, p. 709–718. 2013
- LISBOA, P. L. B; BEZERRA, M. G. F; CARDOSO, A. L. R. Caxiuanã: Conservação, Riscos e Possibilidades. In: **Caxiuanã: Paraíso Ainda Preservado**. Org. Pedro Luiz Braga Lisboa. Belém, Ed. Museu Paraense Emílio Goeldi, 2013. p. 29–42.
- LISTA DE ESPÉCIES DA FLORA DO BRASIL. Jardim Botânico do Rio de Janeiro. Disponível em: <<http://floradobrasil.jbrj.gov.br/>>. Acesso em: 27 Abr. 2015.
- MATA, M; RYVARDEN, L. Studies in neotropical polypores 27: More new and interesting species from Costa Rica. **Synopsis Fungorum**, v. 27, p. 59–72. 2010.
- MARTIN, R; GAZIS, R; SKALTSAS, D; CHAVERRI, P; HIBBETT, D. Unexpected diversity of basidiomycetous endophytes in sapwood and leaves of *Hevea*. **Mycologia**, v.107, n. 2, p. 284–297. 2015.
- MARTINS-JÚNIOR, A.S; GIBERTONI, T. B; SOTÃO, H. M. P. *Diplomitoporus allantoporus* (Basidiomycetes): a new record to Brazil. **Mycotaxon**, v. 106, p. 195–198. 2008.
- MARTINS-JÚNIOR, A.S; GIBERTONI, T.B; SOTÃO, H.M.P. Espécies de *Ganoderma* P. Karst (Ganodermataceae) e *Phellinus* Qué. (Hymenochaetaceae) na Estação Científica Ferreira Penna, Pará, Brasil. **Acta Botânica Brasílica**, v. 25, p. 531–533. 2011.
- MEDEIROS, P.S; RYVARDEN L. The Genus *Microporellus* Murrill in South America. **Synopsis Fungorum**, v. 29, p. 71–73. 2011.
- MEDEIROS, P. S; GOMES-SILVA, A.C; SOTÃO, H. M. P; RYVARDEN, L; GIBERTONI, T.B. Notes on *Perenniporia* Murrill (Basidiomycota) from the Brazilian Amazonia. **Nova Hedwigia**, v. 94, p. 507–519. 2012.

- MEDEIROS, P. S; SOTÃO, H. M. P, GIBERTONI, T. B; CATTANIO, J. H. Fungos poroides (Agaricomycetes) no sítio do Programa de Biodiversidade da Amazônia (PPBio) em Caxiuanã. In : Lisboa, P. L. B. (ed.). **Caxiuanã: Paraíso Ainda Preservado**. Belém, Ed. Museu Paraense Emílio Goeldi, 2013. p. 375–385.
- MIETTINEN, O; LARSSON, E; SJÖKVIST, E; LARSSON, K-H. Comprehensive taxon sampling reveals unaccounted diversity and morphological plasticity in a group of dimitic polypores (Polyporales, Basidiomycota). **Cladistics**, v. 86, p. 1123–1135. 2012.
- MIETTINEN, O.; RAJCHENBERG M. *Obba* and *Sebipora*, new polypore genera related to *Cinereomyces* and *Gelatoporia* (Polyporales, Basidiomycota). **Mycol. Prog** 11:131–147, 2012.
- MIETTINEN, O; RYVARDEN, L. Polypore Genera *Antella*, *Austeria*, *Butyrea*, *Citripora*, *Metuloidea* and *Trulla* (Steccherinaceae, Polyporales). **Annales Botanici Fennici**, v. 53, n. 3–4, pp. 157–172.
- MIETTINEN, O; SPIRIN, VLASÁK, J; RIVOIRE, B; STENROOS, S; HIBBETT, D. S. Polypores and genus concepts in *Phanerochaetaceae* (Polyporales, Basidiomycota). **MycoKeys**, v. 17, p. 1–46. 2016.
- MONCALVO, J-M. A **Cladistic Approach to Biodiversity in the Ganodermataceae. Mushroom Biology and Mushroom Products**. 1996.
- MONCALVO, J. M; LUTZONI, F. M; REHNER, S. A; JOHNSON, J; VILGALYS, R. Phylogenetic relationships of agaric fungi based on nuclear large subunit ribosomal DNA sequences. **Systematic Biology**, v. 49, pp. 278–305. 2000.
- NAKASONE, K.K. Type studies of corticioid Hymenomycetes described by Bresadola. *Cryptogamie Mycologie*, v. 29, n. 3, p. 231–257. 2008.
- NÚÑEZ, M; RYVARDEN, L. East Asian polypores 2. Polyporaceae s. lato. **Synopsis Fungorum**, v. 14, pp. 165–522. 2001.
- OHM, R.A; DE JONG, J. F; LUGONES, L. G; AERTS, A; KOTHE, E; STAJICH, J.E; DE VRIES, R.P; RECORD, E; LEVASSEUR, A; BAKER, S. E; BARTHOLOMEW, K. A; COUTINHO, P. M; ERDMANN, S; FOWLER, T. J; GATHMAN, A. C; LOMBARD, V; HENRISSAT, B; KNABE, N; KÜES, U; LILLY, W.W; LINDQUIST, E; LUCAS, S; MAGNUSON, J. K; PIUMI, F; RAUDASKOSKI, M; SALAMOV, A; SCHMUTZ, J; SCHWARZE, F. W. M. R; VAN KUYK, P. A; HORTON, J. S; GRIGORIE, I.V; WOSTEN, H. A. B. Genome sequence of the model mushroom *Schizophyllum commune*. **Nature Biotechnology**, v. 28, p. 957–963. 2010.
- ORTIZ-SANTANA, B; LINDNER, D. L; MIETTINEN, O; JUSTO, A; HIBBETT, D. S. A phylogenetic overview of the *Antrodia* clade (Basidiomycota, Polyporales). **Mycologia**, v. 105, p. 1391–1411. 2013.
- PARMASTO, E. **Conspectus systematis Corticiacearum**. Inst. Zool. Bot. Acad. Sci. R. P. S. S, Estonicae. Tartu, 1968. 261 p.
- PARMASTO, E. On the origin of Hymenomycetes (what are corticoid fungi). **Windahlia**, v. 16, p. 3–20. 1986.
- PETERSEN, J. H. **The kingdom of fungi**. Princeton University Press, Princeton, NJ. 2012.
- ROGERS, S. O; BENDICH, A.J. Extraction of DNA from milligram amounts of fresh, herbarium and mummified plant tissues. **Plant Mol Biol**. V.5 n.2, p. 69–76. 1985.
- ROKAS, A; CARROLL, S. B. More genes or more taxa? The relative contribution of gene number and taxon number to phylogenetic accuracy. **Molecular Biology Evolution**, v. 22, p. 1337–1344. 2005.
- RONQUIST, F; TESLENKO, M; VAN DER MARK, P. MrBayes 3.2: Efficient Bayesian phylogenetic inference and model choice across a large model space. **Systematic Biology**, v. 61, pp. 1–4. 2012.

- RUIZ-DUENÑAS, F.J; MARTÍNEZ, A. T. Microbial degradation of lignin: how a bulky recalcitrant polymer is efficiently recycled in nature and how we can take advantage of this. **Microbiol Biotechnology**, v. 2, pp.164–177. 2009.
- RYVARDEN, L. Genera of Polypores-Nomenclature and Taxonomy. **Synopsis Fungorum** 5, Fungiflora, Oslo, 1991.
- RYVARDEN, L. A note on the genus *Hydnodon*. **Synopsis Fungorum**, v. 15, pp. 31–33. 2001.
- RYVARDEN, L. Neotropical Polypores. Part 1. **Synopsis Fungorum** 19, Oslo: Fungiflora, 2004.
- RYVARDEN, L; JOHANSEN, I. **A preliminary polypore flora of East Africa**. Oslo: Fungiflora, 1980.
- RYVARDEN, L; GILBERTSON R. L. **European Polypores**. Vol. 1. **Synopsis Fungorum** 6. Fungiflora, Oslo, 1993. 355 p
- RYVARDEN, L; ITURRIAGA, T. Studies in neotropical polypores 10. New polypores from Venezuela. **Mycologia**, v. 95, n. 6, pp. 1066–1077. 2003.
- RUNGJINDAMAI, N; PINRUAN, U; CHOYEYKLIN, R; HATTORI, T; JONES E. B. G. Molecular characterization of basidiomycetous endophytes isolated from leaves, rachis and petioles of the oil palm, *Elaeis guineensis*, in Thailand. **Fungal Diversity**, v. 33, p. 139–161. 2008.
- SCHMIDT, O.; KEBERNIK, U. Characterization and identification of the dry rot fungus *Serpula lacrymans* by polyacrylamide gel electrophoresis. **Holzforschung**, v. 43, pp. 195–198. 1989.
- SCHMIDT, O; GRIMM, K; MORETH, U. Molecular identity of species and isolates of the *Coniophora* cellar fungi. **Holzforschung**, v. 56, pp. 563–571. 2002.
- SEELAN, J-S; NAGY, L. G; JUSTO, A; GRAND, E; READHEAD, S; HIBBETT, D. S. Phylogenetic relationships and morphological evolution in *Lentinus*, *Polyporellus* and *Neofavolus*, emphasizing Southeast Asian taxa. **Mycologia**, v. 107, 2015.
- SILVA, M; MINTER, D.W. Fungi from Brazil - Recorded by Batista and co-workers. **Mycological**, v. 169, pp. 1–585. 1995.
- SEIFERT, K. A. Progress towards DNA barcoding of fungi. **Molecular Ecology Resources**, v. 1, pp. 83–89. 2009.
- SIGLER, L; DE LA MAZA L. M; TAN, G; EGGER, K. N; SHERBURNE, R. K. Diagnostic difficulties caused by a nonclamped *Schizophyllum commune* isolate in a case of fungus ball of the lung. **Journal of Clinical Microbiology**, v. 33, pp. 1979–1983. 1995.
- SJÖKVIST, E.; LARSSON, E.; EBERHARDT, U.; RYVARDEN, L; LARSSON, K-H. Stipitate stereoid basidiocarps have evolved multiple times. **Mycologia**, v. 104, pp.1046–1055, 2012.
- SKREDE, I; ENGH, I; BINDER, M; CARLSEN, T; KAUSERUD, H; BENDIKSBY, M. Evolutionary history of Serpulaceae (Basidiomycota): molecular phylogeny, historical biogeography and evidence for a single transition of nutritional mode. **BMC Evolutionary Biology**, v. 11, pp. 230. 2011.
- SOARES, A. M. S; SOTÃO, H. M. P; RYVARDEN, L; GIBERTONI, T. B. *Ceriporia amazonica* (Phanerochaetaceae, Basidiomycota), a new species from the Brazilian Amazonia, and *C. albobrunnea*, a new record to Brazil. **Phytotaxa**, v. 175, pp. 176–180. 2014a.
- SOARES, A. M. S; SOTÃO, H. M. P; MEDEIROS, P. S.; GIBERTONI, T. B. Riqueza de fungos poliporoides (Agaricomycetes, Basidiomycota) em uma floresta ombrófila densa da Amazônia, Amapá, Brasil. **Bol. Mus. Biol. Mello Leitão**, v. 35, pp. 5–18. 2014b.

- SOTÃO, H. M. P; BONONI, V. L. R; FIGUEIREDO, T. S. Basidiomycetes de manguezais da Ilha de Maracá, Amapá, Brasil. **Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi**, v. 7, pp. 109–114. 1991.
- SOTÃO, H. M. P; GUGLIOTTA, A. M; MELO, O. A; CAMPOS, E. L. Os Fungos - Basidiomycotina. In: Lisboa, P. L. (ed.). **Caxiuanã**. Belém, Museu Paraense Emílio Goeldi, 1997. pp. 213–219.
- SOTÃO, H. M. P; CAMPOS, E. L; COSTA, S. P. S. E; MELO, O; AZEVEDO, J. C. Basidiomycetes macroscópicos de manguezais de Bragança, Pará, Brasil. **Hoehnea**, v. 29, pp. 215–224, 2002a.
- SOTÃO, H. M. P; GUGLIOTTA, A. M; OLIVEIRA, A. P; LUZ, A. B; MELO, O. Fungos poliporóides. In: Lisboa, P.L. (ed.). **Caxiuanã**, populações tradicionais, meio físico e diversidade biológica. Belém. **Museu Paraense Emílio Goeldi**, 2002b. 433–444 pp.
- SOTÃO, H. M. P; CAMPOS, E. L; GUGLIOTTA, A. M; COSTA, S. P. S. E. Fungos macroscópicos: Basidiomycetes. In: Fernandes, M.E.B. (ed.). **Os manguezais da costa norte brasileira. Maranhão, Fundação Rio Bacanga**, 2003. 142 p
- SOTÃO, H; GIBERTONI, T; MAZIERO, R; BASEIA, I; MEDEIROS, P. S; MARTINS-JÚNIOR, A; CAPELARI, M. Fungos Macroscópicos da Floresta Nacional de Caxiuanã, Pará, Brasil: Basidiomycota (Agaricomycetes).. In: Lisboa, P. L. (ed.), **Caxiuanã: Desafios para a Conservação de uma Floresta Nacional na Amazônia**. Belém, **Museu Paraense Emílio Goeldi**, 2009. 395–406 pp.
- SOTÃO, H. M. P; FIGUEREDO, T. S. Utilização do fungo *Pycnoporus sanguineus* (L.:Fr.) Murril. na cerâmica do Muruanum, Amapá. **Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi**, v. 12, pp. 15–20. 1996.
- SOTOME, K; MATOZAKI, T; AIMI, T; BOONLUE, S. *Polyporus thailandensis*, a new species of group Polyporellus in Polyporus (Polyporales, Agaricomycota) from Northeastern Thailand. **Mycoscience**, v. 54, pp. 62–68. 2016.
- STAMATAKIS, A. RAxML-VI-HPC: maximum likelihood- based Phylogenetic analyses with thousands of taxa and mixed models. **Bioinformatics**, v. 22, pp. 2688–2690. 2006.
- STEYART, R. L. Genus *Ganoderma* (Polyporaceae) taxa nova-2. **Bulletin Du Jardin Botanique de L' etat Bruxelles**, v. 32, pp. 89–104. 1962.
- TABARELLI, M; SILVA, J. M. C. INTRODUÇÃO. IN: TABARELLI, M. E SILVA, J.M.C. (eds.) **Diagnóstico da Biodiversidade de Pernambuco**. Ed. Massangana, Recife, 2002. 9–12 pp.
- TAUTZ, D; ARCTANDER, P; MINELLI, A; THOMAS, R.H; VOGLER, A.P. A plea for DNA taxonomy. **Trends Ecology Evolution**, v. 18, pp. 70–74. 2003.
- TEIXEIRA, A. R. **Método para estucrcrdo das hifas do basidiocarpo de fungos poliporáceos**. Manual nº 6, Instituto de Botânica, São Paulo, 1995.
- TELLERIA, M. T; DUENAS, M; MELO, I; HALLENBERG, N; MARTIN, M. P. A re-evaluation of *Hypochnicium* (Polyporales) based on morphological and and molecular characters. **Mycologia**, v. 102, pp. 1426–1436, 2010.
- TIBPROMMA, S; HYDE, K. D; MAHARACHCHIKUMBURAM S. N. S; *et al.* Fungal diversity notes 491–602: taxonomic and phylogenetic contributions to fungal taxa. **Fungal Diversity**, v. 83, n. 1, p. 1–261. 2017.
- TORREND, C. Les polyporacées du Brésil. **Brotéria**, v. 18, pp. 121–142. 1920.
- TORREND, C. Les polyporacées du Brésil. **Brotéria**, v. 21, pp. 12–42. 1924.
- TORREND, C. Les polyporacées du Brésil. **Brotéria**, v. 31, pp.108–120. 1935.
- TORREND, C. As poliporáceas da Bahia e estados limítrofes. **Anais da Primeira Reunião Sul-Americana de Botânica**, v. 2, pp. 326–341. 1938.
- TSUNEDA, A. **Fungal Morphology and Ecology**. Mostly Scanning Electron Microscopy. Tokyo, Tokyo Press Co, 1982.

- THOMPSON, J. D; HIGGINS, D. G; GIBSON, T. J. CLUSTAL W: improving the sensitivity of progressive multiple sequence alignment through sequence weighting, position-specific gap penalties and weight matrix choice. **Nucleic Acids Research**, v. 22, pp. 4673–4680. 1994.
- VIEIRA, M. L. A; HUGHES, A. F. S; GIL, V. B; VAZ, A. B. M; ALVES, T. M. A; ZANI, C. L; ROSA, C. A; ROSA, L. H. Diversity and antimicrobial activities of the fungal endophyte community associated with the traditional Brazilian medicinal plant *Solanum cernuum* Vell. (Solanaceae). **Canadian Journal of Microbiology**, Ottawa, v. 58, n. 1, p. 54–66. 2012.
- WANG, C; SUN, H; LI, J; LI, Y; ZHANG Q. Enzyme activities during degradation of polycyclic aromatic hydrocarbons by white rot fungus *Phanerochaete chrysosporium* in soils. *Chemosphere*, 77 733–738. (2009).
- WATLING, R. Colour Identification Chart. Edinburgh: Her Majesty's Stationery Office, 1969.
- WESTPHALEN, M. C; RAJCHENBERG, M; TOMOVSKÝ, M; GUGLIOTTA, A. M. Extensive characterization of the new genus *Rickiopora* (Polyporales). **Fungal Biology**, v. 120, pp. 1002–1009. 2016.
- WESTPHALEN, M. C; TOMOVSKÝ, M; RAJCHENBERG, M; GUGLIOTTA, A. M. Morphological and phylogenetic studies of two new neotropical species of *Loweomyces* (Polyporales, Basidiomycota). **Mycological Progress**, v. 15, p. 967–975. 2016.
- WU S. H; NILSSON, H. R; CHEN, C. T; YU, S. Y; HALLENBERG, N. The white-rotting genus *Phanerochaete* is polyphyletic and distributed throughout the phlebioid clade of the Polyporales (Basidiomycota). **Fungal Diversity**, v. 42, p. 107–118. 2010.

**APÊNDICE A – FUNGAL DIVERSITY NOTES 491–602: TAXONOMIC AND
PHYLOGENETIC CONTRIBUTIONS TO FUNGAL TAXA (artigo publicado na
Fungal Diversity Notes 5)**

Adriene Mayra Soares

Departamento de Micologia, Universidade Federal de Pernambuco, Programa de Pós-Graduação em Biologia de Fungos, Av. Nelson Chaves 50760-420, Recife, Brazil
adriene_soares@hotmail.com

Helio Longoni Plautz Jr

Instituto de Ciências Biológicas, Laboratório de Microbiologia, Av. Augusto Corrêa, 66075-110, Belém, Pará, Brazil
helioplautz@hotmail.com

Leif Ryvarden

Department of Botany, University of Oslo, Blindern, N-0316, P. O. Box 1045, Oslo, Norway

Tatiana Baptista Gibertoni

Departamento de Micologia, Universidade Federal de Pernambuco, Programa de Pós-Graduação em Biologia de Fungos, Av. Nelson Chaves 50760-420, Recife, Brazil
tbgibertoni@hotmail.com

Fomitopsidaceae

Fomitopsidaceae is a family of Polyporales and currently comprises 24 genus and 197 species (Kirk et al. 2008), with *Fomitopsis pinicola* (Sw.) P. Karst as the type species. The species are characterized by the basidiomata annual or perennial, resupinate, applanate, effuse or pileate, woody, leathery or corky in texture. The hymenium is poroid, and the hymenial surface is usually pale or brownish. The hyphal system is di- or trimitic and clamp connections are usually present (Cannon & Kirk, 2007). Most genus of Fomitopsidaceae such as *Antrodia* P. Karst. *Fomitopsis* P. Karst., *Daedalea* Pers., *Laetiporus* Murrill are of ecological, evolutionary and economic importance because this group has many forest pathogens and cause brown rot which also play an important role in carbon sequestration (Fukami et al. 2010; Ortiz-Santana et al. 2013; Zhou and Wei 2011).

Fomitopsis includes species with basidiomata sessile to effused-reflexed, rarely annual to perennial, varying from white to purple, and di- to trimitic hyphal system with clamped generative hyphae. The basidiospores are smooth and hyaline, thin-walled, ranging from subglobose to cylindrical (Dai 2012; Gilbertson and Ryvarden 1986; Ryvarden and Gilbertson 1993). It is a cosmopolitan genus, causing brown rot in the substrates, and several species were used as biological models in genetic analyses, as well as ecological, biotechnological and taxonomical studies (Aime et al. 2007; Chlebicki et al. 2003; Högborg et al. 1999; Watanabe et al. 2010).

Fomitopsis flabellata* Soares & Gibertoni, *sp. nov.

MycoBank: MB 817408; *Facesoffungi* number: FoF: xxx ; Figs 2

Etymology: flabella (Latin) = The name refers to the fan-shaped basidiomata.

Holotypus: URM 89405

Basidiomata annual, biannual, pileate, dimidiate, solitary or in small groups or clusters. *Pileus* 0.2–2 cm wide, up to 2 cm long, 0.3 mm thick at base, upper surface purple (9.1E purple) when fresh and dried, azonate to zonate, glabrous to slightly velutinate. Margin obtuse, entire. Pore surface pinkish brown to lilac violaceous (9.4D pinkish brown, 11.5E lilac violaceous), pores round to angular (3–4/mm), dissepiment thin and entire. *Context* purple brownish (9.1F brownish), 0.1 mm thick.

Basidiospores cylindrical to sub-cylindrical, 4–5 (6.5) × 2.0–2.5 µm, smooth, thin-walled, IKI-. Basidia clavate with four sterigmata, 8–10 (12) × 4–5 µm. **Hyphal system** trimitic, generative

hyphae clamped, thin-walled, 2.0–3.0 μm in diam.; skeletal hyphae dominant, thick-walled, hyaline, 3–5 μm in diam.; binding hyphae thick-walled, hyaline, 1.5–2.5 μm in diam. **Cystidia** absent.

Specimens examined: BRAZIL, AMAPÁ: Porto Grande, Floresta Nacional do Amapá, October 2014, A. Soares (URM 89405, **holotypus**; Isotype in O). BRAZIL, Amapá: Porto Grande, Floresta Nacional do Amapá, September 2013, A.M. Soares (URM 84210).

Notes: *Fomitopsis flabellata* can be recognized by the small, usually fan-shaped, coriaceous, brown vinaceous basidiomata. *Fomitopsis lilacinogilva* (Berk.) J.E. Wright & J.R. Deschamps and *F. cupreorosea* (Berk.) Carranza & Gilbn. have similar colour, but differ by the larger and thicker basidiomata (2.0–20.0 $\times$ 2.0–9.0 $\times$ 0.5 $\times$ 10.0 cm; 5.0–16.5 $\times$ 2.6–10.3 $\times$ 0.3–2.5 cm, respectively). Besides, the pores in *F. lilacinogilva* are slightly labyrinthiform (1–2/mm) and sub-daedaleoid, becoming sinuous-daedaleoid in *F. cupreorosea* (1–3/mm), while in *F. flabellata* they are round to angular. *Fomitopsis flabellata* is placed as a basal taxon of the *Rhodofomitopsis sensu stricto*, but with low statistical support (Fig 1). For the time being, we prefer to keep this species in *Fomitopsis* until new sequences are added to the *Antrodia* clade phylogeny.

Fomitopsis roseoalba Soares, Ryvarden & Gibertoni, *sp. nov.*

Mycobank MB 812876; Facesoffungi number: FoF: xxx ; Figs 3

Etymology: The name refers to the colour of basidiomata when fresh, with pore surface white, and upper surface, when present, pink to lilac.

Holotypus: URM 86923.

Basidiomata annual, pileate, resupinate to effused-reflexed. When resupinate, up to 32 cm long, 11 cm wide, 0.3 cm thick at centre. *Pileus* when present, 0.2–7 cm wide, 5 cm long, 0.3 cm thick at base, upper surface white to pink (3.1A white, 7.4B pink) when fresh, becoming cream to greyish when dried (3.3A pale yellow, 1.1C pastel gray), slightly velutinate. *Context* white to cream (3.1A white, 3.3A pale yellow), 0.4 cm thick. *Margin* narrow in resupinate specimens, obtuse in pileate specimens. *Pore* surface white to cream (3.1A white, 3.3A pale yellow) when fresh and ochraceous when dried (4.4A light yellow), pores circular to angular (4–6/mm), dissepiment thin and entire.

Basidiospores ellipsoid to sub-cylindrical, 3–4 $\times$ 1.8–2.0 μm , smooth, thin-walled, IKI.

Hyphal system trimitic, generative hyphae clamped, thin-walled, 2.5–3.0 μm in diam.; skeletal hyphae dominant, thick-walled, hyaline, 3.75–5 μm in diam.; binding hyphae thick-walled, hyaline, 1.5–2.0 μm in diam (Fig. 2-F). **Cystidia** absent. Basidia clavate with four sterigmata, 10–12 $\times$ 5–7 μm .

Specimens examined: BRAZIL, Amapá: Porto Grande, Floresta Nacional do Amapá, on dead hardwood, 00° 58. 25.8 N and 051° 41 73.6 W, February 2014, A. Soares, AS 1496 (URM 86923, **holotype**, Isotype O); Porto Grande, Floresta Nacional do Amapá, on dead hardwood, September 2013, A. Soares (URM 86913), A. Soares (URM 86926); February 2014, A. Soares (URM 86918), A. Soares, AS 1431 (URM 86920) A. Soares, AS 1457 (URM 86921), A. Soares, AS 1566 (URM 86922), A. Soares (URM 86923), A. Soares (URM 86925); Brazil, Pará: Melgaço, Floresta Nacional de Caxiuanã, July 2006, T.B. Gibertoni (URM 79982, 79984, 79985, 79986, 79987, 79988, 79989, 79990), March 2007, T.B. Gibertoni (URM 79983, 79991, 79993, 79994, 79995, 79996), August 2007, T.B. Gibertoni (URM 79997, 79998, 79999, 80000, 80001, 80002, 80003, 80004), February 2008, T.B. Gibertoni (URM 79992, 80005, 80006, 80007, 80008), August 2013, A. Soares (URM 86912) A. Soares (URM 86914) A. Soares (URM 86915), A. Soares (URM 86916).

Notes: This species is easily recognized by the white to pink, pileate to effuse-reflexed basidiomata. Of the neotropical species, *F. nivosa* (Berk.) Gilbertson and Ryvarden has similar

whitish colour and morphology (pileate, and sometimes effused-reflexed), but is separated by having cylindrical basidiospores ($6\text{--}9 \times 2\text{--}3 \mu\text{m}$) and smaller pores ($6\text{--}8/\text{mm}$). Despite herbaria revision and several collections in other parts of the Brazilian Amazonia, *F. roseoalba* was only found in the Eastern Brazilian Amazonia, what indicates that this species may be restricted to this region. According to our molecular analyses, *F. roseoalba* grouped into a well-supported clade (81/0.99) with one unidentified, endophytic *Fomitopsis* isolated from *Hevea brasiliensis* sapwood collected in Brazil (*Fomitopsis* sp. NHB31) (Martin et al. 2015). This isolated may represent an endophytic stage of *F. roseoalba*. The *F. roseoalba* clade grouped in a major clade (98/1.00) with *F. subtropica* B.K. Cui, Hai J. Li and M.L. Han and two unidentified, endophytic *Fomitopsis* isolated from *Elaeis guineensis* from Thailand (*Fomitopsis* sp. 9V 3.1 and *Fomitopsis* sp. 7R 8.1) (Rungjindamai et al. 2008), all included in the *Fomitopsis sensu stricto* (75/1.00). When in a resupinate form, *F. roseoalba* is whitish as *F. subtropica*, and both have similar basidiospores (cylindrical to oblong-ellipsoid $3\text{--}4.7 \times 1.7\text{--}2.3 \mu\text{m}$ in *F. subtropica*). *Fomitopsis subtropica*, however, has smaller pores ($6\text{--}9/\text{mm}$) and the pileus, when present, is white to cream (Li et al. 2013). Li et al. (2013) suggested that the two specimens of *Fomitopsis* sp. from Thailand (7R 8.1, 9V 3.1) could be *F. subtropica*, because of the high supporting values uniting them in their study (100/1.00). Although the phylogenetic relationship of these three *Fomitopsis* species was strongly supported, our analyses indicates that *F. subtropica*, *F. roseoalba* and *Fomitopsis* sp. (7R 8.1, 9V 3.1) are clustered in an independent way (Fig 1).

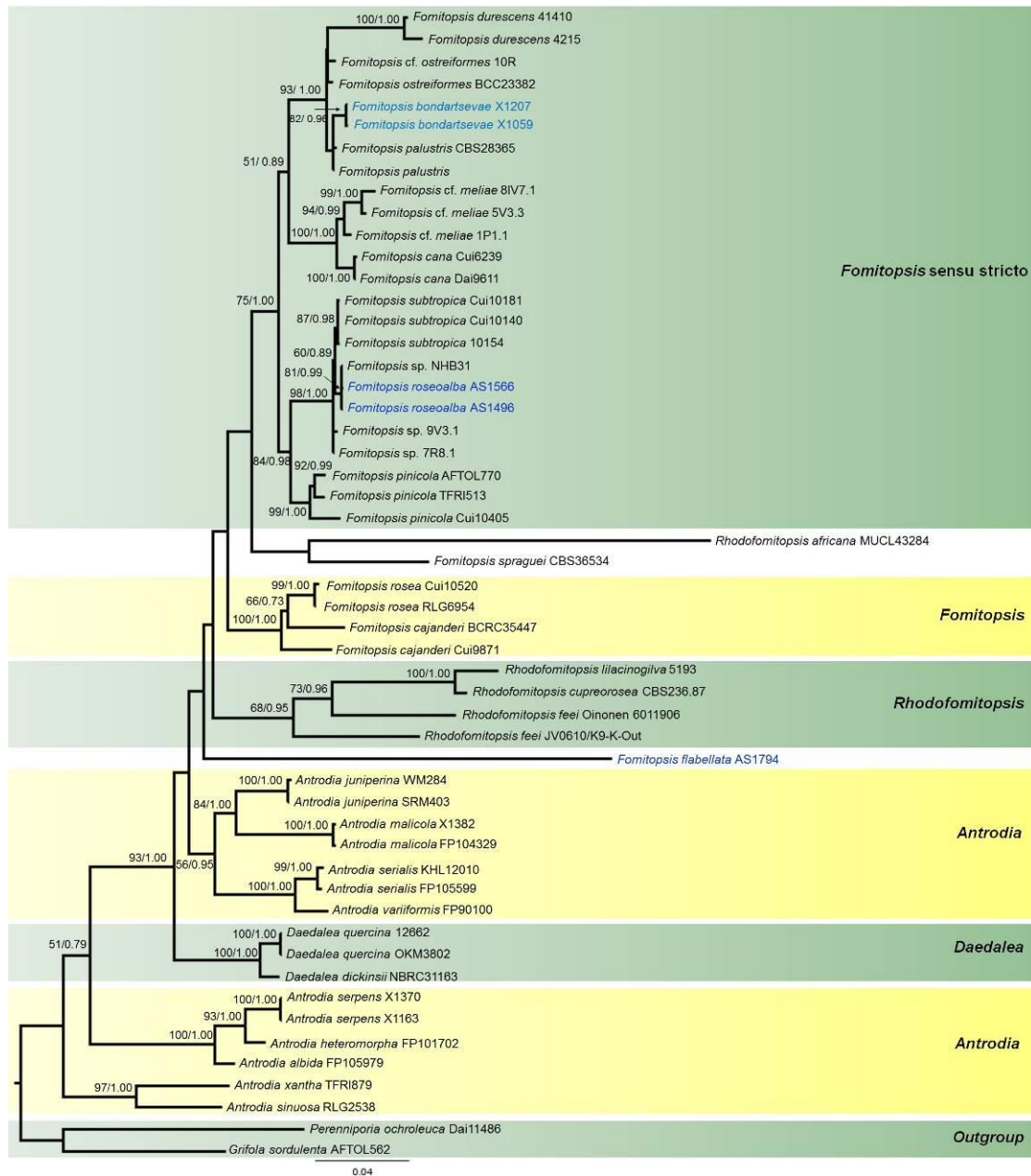


Fig. 1. Maximum likelihood phylogenetic tree of the concatenated ITS1, 5.8S, ITS2 and partial 28S rDNA sequences. Bootstrap supporting values (1000 replicates) and posterior probabilities (PP) from Bayesian analysis to each node are shown from left to right. Only bootstrap values above 50% and PP above 0.75 are provided. The new species described in this study are highlighted in blue. The tree was rooted with *Grifola sordulenta* and *Perenniporia ochroleuca*.

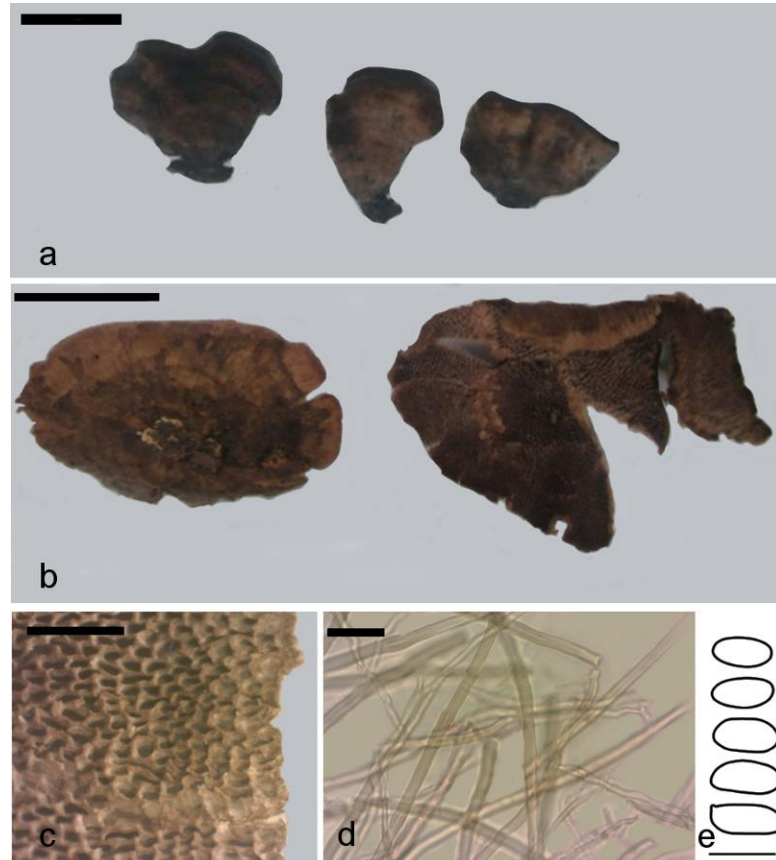


Fig. 2. *Fomitopsis flabellata* (type, URM 89405) **a** abhymenial surface **b** hymenial surface **c** pores **d** hyphae context **e** basidiospores. Photos: R.L. Alvarenga. Scale bars a, b = 1 cm, c = 2 mm, d = 20 μ m, e = 5 μ m.

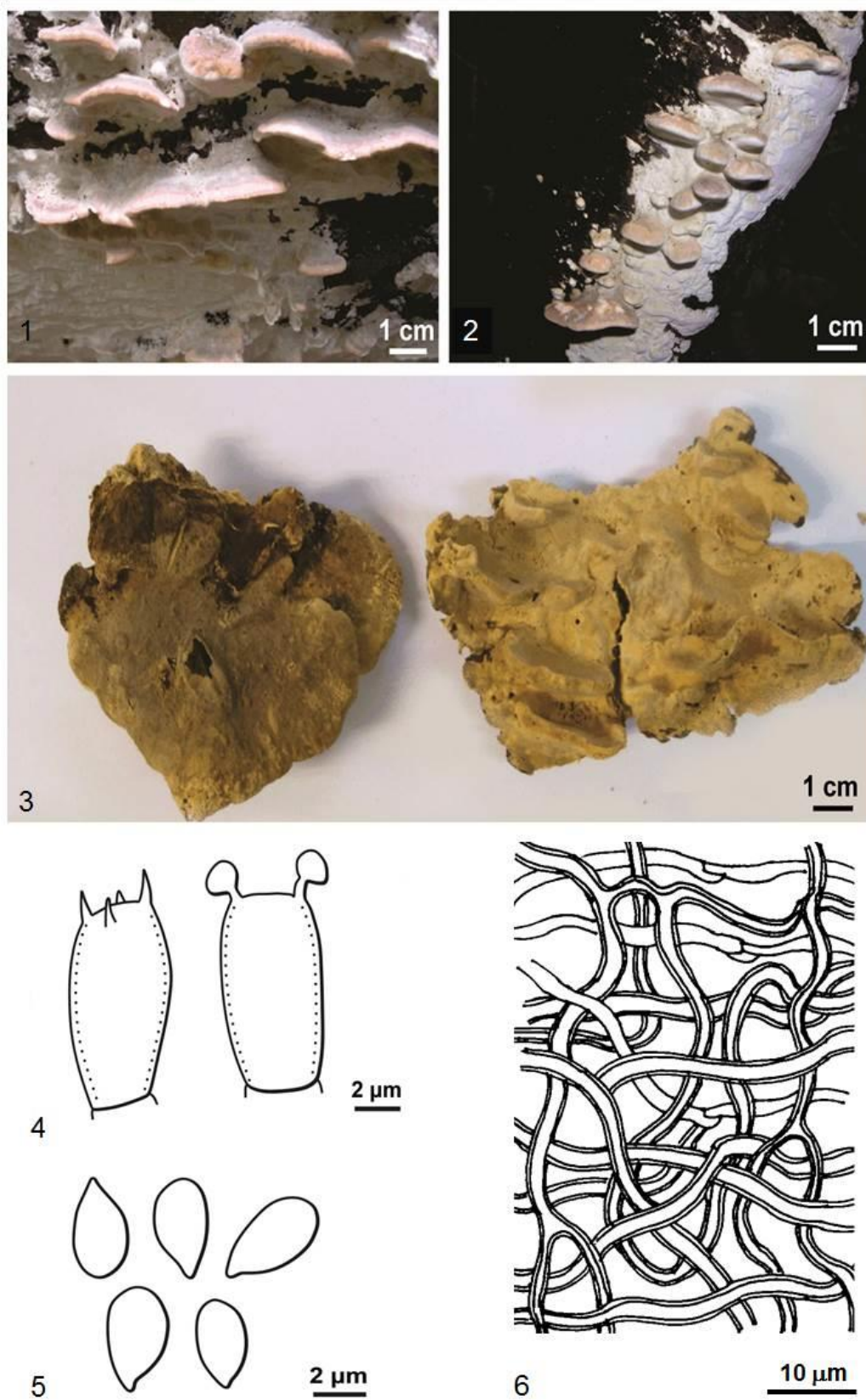


Fig. 3. *Fomitopsis roseoalba* (type, URM 86923) **a–b** fresh basidiomata **c** dried basidiomata **d** basidia; **e** basidiospores **f** context. Photos: T.B. Gibertoni. Scale bars a, b, c = 1 cm, d, e = 2 μm, f = 10 μm.

Material and Methods

Area of study and morphological studies

The specimens were collected in two areas in the Brazilian Amazonia, both characterized by an umbrophilous vegetation (Lisboa et al. 2013): Floresta Nacional do Amapá (00° 57' 49.8" N and 51° 36' 31.3" W, 412.000 ha), in the State of Amapá, Brazil; and Floresta Nacional de Caxiuanã (1° 42' 24.09" S and 51° 27' 34.3" W, 330.000 ha), in the State of Pará, Brazil.

The macro- (morphology, colour, consistency) and micromorphological (hyphal system, fertile and sterile structures, size and shape of basidiospores) analyses were performed both with fresh and dehydrated basidiomata. Free-hand sections from hymenium and context were visualized under optical microscopy using 3% KOH + 1% phloxine, and Melzer's reagent (Ryvarden 1991). The drawings were performed under camera lucida from slide preparations of dry basidiomata's tubes and dissepiments. Colour designation followed Kornerup and Wanscher (1978). The specimens were deposited in URM (Padre Camille Torrend, Brazil) and Herbarium O of the University of Oslo.

DNA extraction, PCR amplification and sequencing

Genomic DNA extraction followed the protocols of Gardes and Bruns (1993) and Góes-Neto et al. (2005) under incubation with 2% CTAB. The DNA pellets were re-suspended in 50 µl sterile H₂O, quantified with the help of NanoDrop 2000 (Thermo Scientific) and diluted to a final concentration of 50 ng/µl.

The nuc rDNA region encompassing the internal transcribed spacer and 5.8S rDNA (ITS) and the partial nuc 28S rDNA D1-D2 domains (28S) (approximately 900 bp) were amplified for the two new specimens sequences generated here using the primer pairs ITS4-ITS5 and LR0R-LR5, respectively (White et al. 1990). The polymerase chain reaction was conducted under the following protocol: 50 ng DNA, 10 pmol of each primer, 1x buffer, 2-3 mM MgCl₂, 0.1 mM each dNTP, and 1 U/µl Taq DNA Polymerase Platinum (Invitrogen, USA). The reactions followed an initial denaturation step at 94 °C for 5 min; 35 cycles of denaturation at 94 °C for 1 min, annealing (56 °C/ITS and 50 °C/28S) for 1 min, and chain extension at 72 °C for 1 min; and a final extension step at 72 °C for 10 min. The amplification products were directly sequenced with the same PCR primers using BigDye Terminator v3.1 Cycle Sequencing kit in an Applied Biosystems 3130 Genetic Analyzer (Applied Biosystems, USA).

Sequence alignment and phylogenetic analyses

The sequences were automatically aligned using ClustalW (Thompson et al. 1994) and manually edited using BioEdit 7.0.0 software (Hall 2004). For the combined data matrix each marker was aligned separately and then concatenated with BioEdit 7.0.0 (Hall 2004). Six new sequences were generated in study from the three collected specimens (ITS and partial 28S) and 106 sequences from 57 individuals, representing 33 species retrieved from GenBank (<http://www.ncbi.nlm.nih.gov/genbank>) to complete the dataset.

Two different phylogenetic analysis were performed. The best-fit partitioning scheme and the model of molecular evolution for each subset were assessed using PartitionFinder v1.1.0 (Lanfear et al. 2012) and applied in the next two phylogenetic analyses. Maximum likelihood (ML) was performed in the RAxML 7.0.4 (Stamatakis 2006) with 1000 bootstrap replicates to assess the node support. Finally, Bayesian analysis (BY) were performed with MrBayes 3.2.1 software (Ronquist et al. 2012) for 5 million generations with four Markov chains, and trees sampled every 1000 generations. After examining the likelihood score graph representation, the burn-in was set to 25%. The trees are rooted with *Grifola sordulenta* (Mont.) Singer and *Perenniporia ochroleuca* (Berk.) Ryvarden, visualised and edited using FigTree 1.4.2 (<http://tree.bio.ed.ac.uk/software/figtree>).

Acknowledgments

We would like to thank the Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade (ICMBio), the Instituto Brasileiro de Meio Ambiente (IBAMA), for support during the field trips, the Instituto de Pesquisas Científicas e Tecnológicas do Estado do Amapá (IEPA) for support during the field trips, and the Programa de Pós Graduação em Biologia de Fungos (UFPE, Brazil) and Msc. RLM Alvarenga for the figures. Further, we acknowledge the Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) for the Ph.D scholarship of AMSS, the Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico (CNPq) [Sisbiota (563342/2010-2), PROTAX (CNPq, 562106/2010-3), APQ FACEPE APQ-0788-2.03/12], FACEPE (APQ-0788-2.03/12) and the Programa de Pesquisa em Biodiversidade da Amazônia (PPBio) for financial support.

References

- Aime L, Ryvarden L, Henkel TW (2007). Studies in Neotropical polypores 22. Additional new and rare species from Guyana. *Synopsis Fungorum* 23:15–31
- Cannon PF, Kirk PM (2007) *Fungal Families World*. 7th edition. CAB International: Wallingford.
- Chlebicki A, Mukhin VA, Ushakowa N (2003) *Fomitopsis officinalis* on Siberian Larch in Urals. *Mycologist* 17: 116–120
- Dai YC (2012) Polypore diversity in China with an annotated checklist of Chinese polypores. *Mycoscience* 53: 49–80
- Fukami T, Dickie IA, Wilkie JP, Paulus BC, Park D, Roberts A, Buchanan PK, Allen RB. 2010. Assembly history dictates ecosystem functioning: evidence from wood decomposer communities. *Ecol Lett* 13:675–684
- Gardes M, Bruns TD (1993) ITS primers with enhanced specificity for Basidiomycetes: application to identification of mycorrhizae and rusts. *Molecular Ecology* 2: 113–118
- Gilbertson RL, Ryvarden L (1986) North American polypores. *Abortiporus-Lindtneria*. Fungiflora, Oslo
- Góes-Neto A, Loguercio-Leite C, Guerrero RT (2005) DNA extraction from frozen fieldcollected and dehydrated herbarium fungal basidiomata: performance of SDS and CTAB-based methods. *Biotemas* 18: 19–32
- Hall T (2004) Biological Sequence. Alignment Editor, v. 7.0.0. Department of Microbiology, North Carolina State University, Carlsbad
- Högberg N, Holdenrieder O, Stenlid J (1999) Population structure of the wood decay fungus *Fomitopsis pinicola*. *Heredity* 83: 354–360
- Kirk PM, Cannon, PF, Minter DW (2008) *Dictionary of the fungi*, 10th edition. CAB International: Wallingford
- Kornerup A, Wanscher JH (1978) *Methuen Handbook of Colour*. Eyre Methuen, London
- Lanfear R, Calcott B, Ho SYW, Guindon S (2012) PartitionFinder: Combined Selection of Partitioning Schemes. *Molecular Biology and Evolution* 29: 1695–1701
- Li HJ, Han ML, Cui, BK (2013) Two new *Fomitopsis* species from southern China based on morphological and molecular characters. *Mycological Progress* 12: 709–718
- Lisboa PLB, Bezerra MGF, Cardoso ALR (2013) Caxiuanã: Conservação, Riscos e Possibilidades. In: P. L. B. Lisboa (Ed.), *Caxiuanã: Paraíso Ainda Preservado* (pp. 29–42). Museu Paraense Emílio Goeldi, Belém
- Martin R, Gazis R, Skaltsas D, Chaverri P, Hibbett D (2015) Unexpected diversity of basidiomycetous endophytes in sapwood and leaves of Hevea. *Mycologia*, 107(2): 284–297
- Ortiz-Santana B, Lindner DL, Miettinen O, Justo A, Hibbett DS (2013) A phylogenetic overview of the *Antrodia* clade (Basidiomycota, Polyporales). *Mycologia* 105: 1391–1411
- Ryvarden L (1991) Genera of polypores, nomenclature and taxonomy. *Synopsis Fungorum* 5: 1–363
- Ryvarden L, Gilbertson RL (1993) European polypores 1. *Abortiporus-Lindtneria*. *Synopsis Fungorum* 6: 1–387

- Ronquist F, Teslenko M, van der Mark P, Ayres DL, Darling A, Höhna S, Huelsenbeck JP (2012) MrBayes 3.2: Efficient Bayesian phylogenetic inference and model choice across a large model space. *Systematic Biology* 61: 1–4
- Rungjindamai N, Pinruan U, Choeyklin R, Hattori T, Jones EBG (2008) Molecular characterization of basidiomycetous endophytes isolated from leaves, rachis and petioles of the oil palm, *Elaeis guineensis*, in Thailand. *Fungal Diversity* 33: 139–161
- Stamatakis A (2006) RAxML-VI-HPC: maximum likelihood- based phylogenetic analyses with thousands of taxa and mixed models. *Bioinformatics* 22: 2688–2690
- Thompson JD, Higgins DG, Gibson TJ (1994) CLUSTAL W: improving the sensitivity of progressive multiple sequence alignment through sequence weighting, position-specific gap penalties and weight matrix choice. *Nucleic Acids Research* 22: 4673–4680
- Watanabe T, Shitan N, Suzuki S, Umezawa T, Shimada M, Yazaki K, Hattori T (2010) Oxalate efflux transporter from the brown rot fungus *Fomitopsis palustris*. *Applied and Environmental Microbiology* 76: 7683–7690
- White TJ, Bruns TD, Lee S, Taylor J (1990) Amplification and direct sequencing of fungal ribosomal RNA genes for phylogenetics. In Innis MA, Gelfand DH, Sninsky JJ, White TJ (Ed.), *PCR protocols, a guide to methods and applications* (pp. 315–322). Academic, San Diego
- Zhou, LW, Wei YL (2011) Changbai wood-rooting fungi 16. A new species of *Fomitopsis* (Fomitopsidaceae). *Mycological Progress* 11: 435–441.

APÊNDICE B – Fungal diversity notes 603–708: taxonomic and phylogenetic notes on genera and species (artigo publicado na Fungal diversity notes 6)

Meruliaceae Rea

Meruliaceae is a family of *Polyporales* and currently comprises 47 genera and 420 species (Kirk et al. 2008), with *Phlebia tremellosa* (Schrad.) Nakasone & Burds. (= *Merulius tremellosus* Schrad.) as the type species. The family includes species with annual or perennial, resupinate, effused-reflexed or pileate, woody, waxy or soft basidiomata. The hymenophore is poroid and usually whitish to brown. The hyphal system is mono- or rarely dimitic, and clamp connections and cystidia are usually present (Cannon and Kirk, 2007). Most genera of *Meruliaceae*, such as *Aquascypha* D.A. Reid, *Flaviporus* P. Karst., *Gloeoporus* Mont. and *Phlebia* Fr., are saprobes, causing white rot.

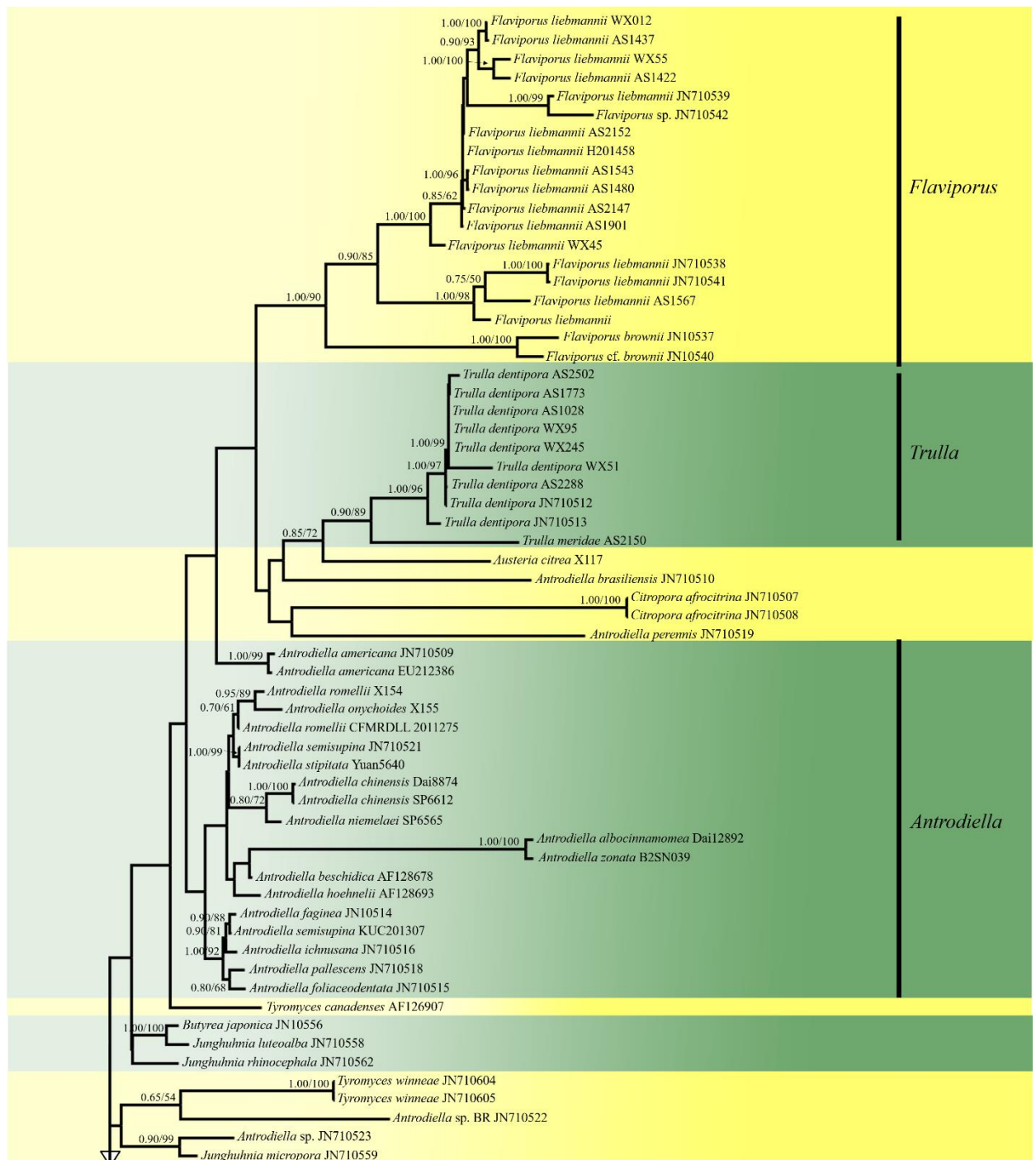


Fig. 142 Maximum likelihood phylogenetic tree of the concatenated ITS1, 5.8S, ITS2 and partial 28S rDNA sequences. Bootstrap supporting values (1000 replicates) and posterior probabilities (PP) from Bayesian analysis to each node are shown from left to right. Only bootstrap values above 50% and PP above 0.75 are provided. The new species described in this study are in bold. The tree was rooted with *Albatrellus syringae*

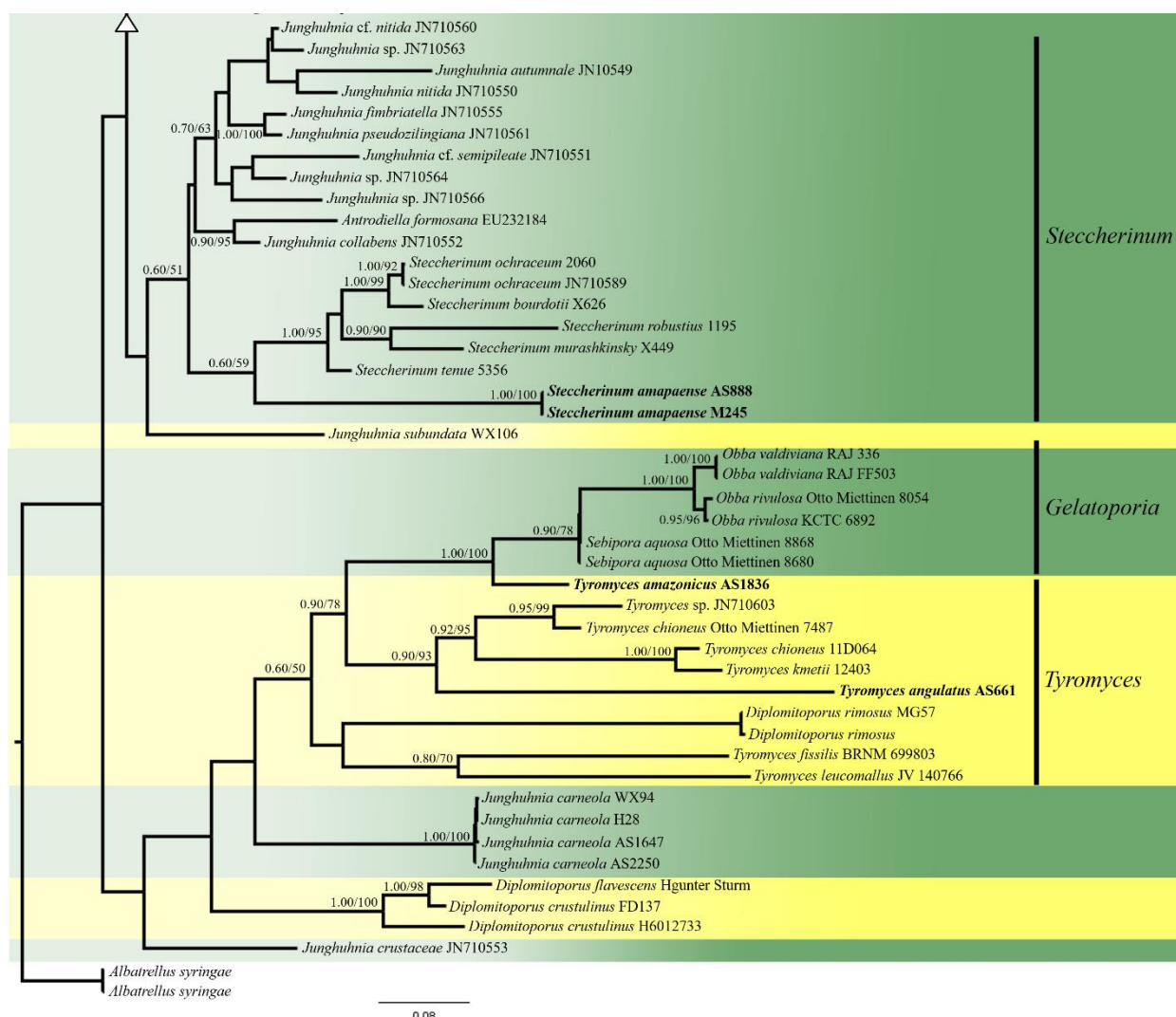


Fig. 142 continued

Steccherinum

Steccherinum was described in 1821 (Gray 1821) with *Steccherinum ochraceum* (Pers.) Gray 1821 (= *Hydnum ochraceum* Pers.) as the type species, and currently comprises about 33 species (Kirk et al. 2008). The genus is characterized by resupinate, effused-reflexed to subpileate or pileate basidiomata with an odontoid to hydroid hymenophore. The hyphal system is dimitic or pseudodimitic, generative hyphae thin-walled, with or without clamps, skeletal hyphae thick-walled, without clamps, some characteristically encrusted at the apices and penetrating the hymenial layer as pseudocystidia, as a rule numerous and thick-walled (Eriksson et al. 1984). The basidiospores are usually ellipsoid, smooth, and thin-walled. Recently, Miettinen et al. (2012) demonstrated that the genus is monophyletic and morphologically heterogeneous, comprising both poroid and hydroid fungi.

***Steccherinum amapaense* Soares & Ryvarden, sp. nov.**

MycoBank number: MB 821088; *Facesoffungi number*: FoF 03641, Fig. 143

Etymology: amapaense (Latin) = referring to the state of Amapá in Brazil, where the species was found.

Holotype: URM 89348

Basidiomata resupinate, white to cream (5E to 6F), up to 1 mm thick, soft when dry, separable from the substrate. *Margin* narrow, entire, white to cream (5E to 6F). *Pores* entire, round, regular, 6–8 per mm, dissepiment thin and entire, tubes concolorous, up to 1 mm deep. *Context* white to cream (5E to 6F), about 0.1 mm thick. *Basidiospores* ellipsoid to oblong-ellipsoid, 4–5 (6.5) × 3–3.5 µm, smooth, thin-walled, IKI-. *Basidia* clavate, with four sterigmata, 8–10 (12) × 4–5 µm. *Hyphal system* “dimitic” (pseudodimitic), hyphae simple septate, septa sparse, thin- to thick-walled to solid, hyaline, 4–5 (6.5) µm in diam. *Cystidia* absent.

Material examined: BRAZIL, AMAPÁ: Porto Grande, Floresta Nacional do Amapá, September 2013, A. Soares, AS 888 (URM 89348, **holotype**; O, isotype). BRAZIL, Amapá: Porto Grande, Floresta Nacional do Amapá, February 2014, A. Soares, M245 (URM 89349).

GenBank numbers LSU:KY980666.

Notes: *Steccherinum amapaense* is recognized by the poroid hymenophore and lack of the pseudocystidia, deviating from the description of Eriksson et al. (1984). However, the new species seems to have the hyphal system described by Eriksson et al. (1984), with thick-walled hyphae and sparse septa. Moreover, Miettinen et al. (2012) stated that the *Steccherinum* clade is morphologically heterogeneous, including dimitic species with clamps and encrusted skeletocystidia as well as monomitic, simple-septate species without cystidia, and with both poroid and hydroid hymenophore. *Steccherinum amapaense* clustered in the *Steccherinum* clade in our phylogenetic tree (0.60/59%) (Fig. 142) and seems to belong to *Steccherinum sensu lato* (Miettinen et al. 2012).

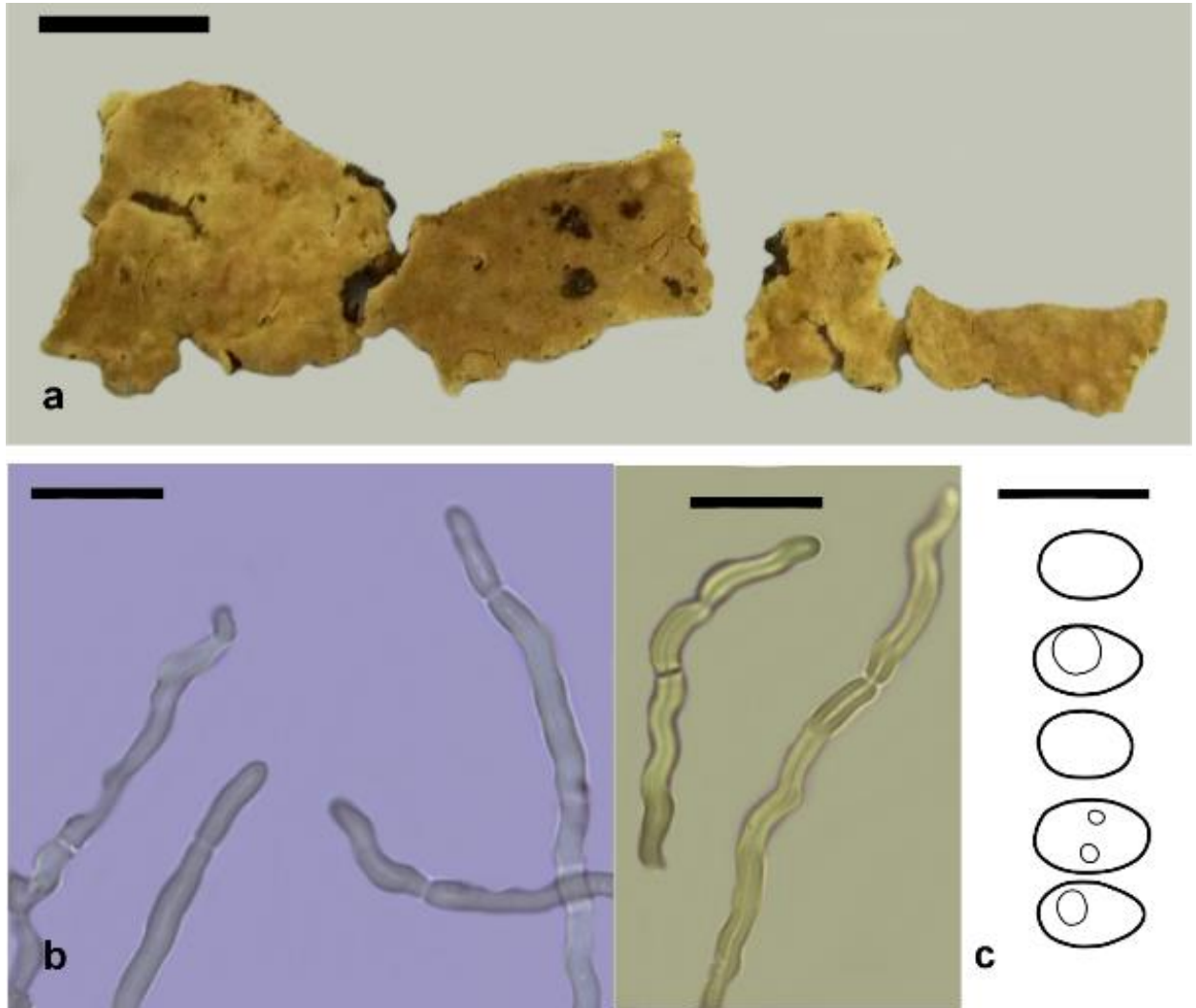


Fig. 143 *Steccherinum amapaense* (URM 89348, **holotype**). **a** Abhymenial surface. **b** Hyphae context. **c** Generative hyphae. **d** Basidiospores. Photos: R.L. Alvarenga. Scale bars a = 1 cm, b, c = 10 μ m, d = 5 μ m

Polyporaceae Fr. ex Corda

Polyporaceae (*Polyporales*) was proposed by Fries (1838) with *Polyporus tuberaster* (Jacq. ex Pers.) Fr. (= *Boletus tuberaster* Jacq. ex Pers.) as the type species. The family currently includes 92 genera and 632 species (Kirk et al. 2008). Phylogenetic studies have shown that *Polyporaceae* belongs to the “core polyporoid” within *Polyporales*; however, the family may be split in the future, because five well-supported nodes in the “core polyporoid” clade can be defined as distinct families (Binder et al. 2013). Species in the family have poroid, irregular or lamellate hymenophores and are saprobes, causing white rot (Cannon and Kirk, 2007).

Tyromyces

Tyromyces was described in 1881 (Karsten 1881) based on *Tyromyces chioneus* Karst. and includes about 30 widespread species (Kirk et al. 2008). Basidiomata are annual, resupinate to pileate, pore surface is white to cream and pores are regular, round to angular. The hyphal system is usually mono-, more rarely dimitic, the generative hyphae are hyaline, usually with clamps, and the cystidia are absent or present. The basidiospores are allantoid, cylindrical to ellipsoid, hyaline, smooth, thin-walled, non-amyloid to weakly amyloid

(Ryvarden and Johansen 1980). According to Binder et al. (2013), *Tyromyces* is a small clade of white-rot polypores and apparently do not belong to any of the major lineages of *Polyporales*.

Tyromyces amazonicus* Soares & Ryvarden, *sp. nov.

MycoBank number: MB 821089; *Facesoffungi number*: FoF 03642, Fig. 144

Etymology: the name refers to the locality where it was collected.

Holotype: AS1836

Basidiomata annual, pileate to resupinate, dimidiate to flabelliform when pileate. *Pileus* 1.5–3.5 cm wide, 1–2 cm long, up to 3 mm thick at base, slightly zonate, woody brown (umber 18). *Margin* obtuse, brown (snuff brown 12), white in old specimens (4D). *Pore surface* pale ochraceous to cream (5E–6F), pore round to angular, 2–4 per mm, dissepiment thin and entire, tubes concolorous, up to 1 mm deep. *Context* white to cream (2B), up to 2 mm. *Basidiospores* subglobose to broadly ellipsoid and slightly curved, $3.5\text{--}5.5 \times 1.3\text{--}2.0\ \mu\text{m}$, smooth, thin-walled, with tiny or without apiculus, IKI-. *Basidia* clavate, with four sterigmata, $10.5\text{--}16 \times 5\text{--}6.5\ \mu\text{m}$. *Hyphal system* dimitic, generative hyphae clamped, thin-walled, hyaline, $2.5\text{--}3.5\ \mu\text{m}$ diam.; skeletal hyphae thick-walled, hyaline, $4.5\text{--}5\ \mu\text{m}$ diam.; trama dominated by interwoven skeletal hyphae ($2.0\text{--}3.0\ \mu\text{m}$) with a well-visible lumen, generative hyphae narrow ($1.5\text{--}2.5\ \mu\text{m}$). *Cystidia* absent, but bottle-shaped cystidioles present, $8\text{--}16.5 \times 5\text{--}10.5\ \mu\text{m}$.

Material examined: BRAZIL, Amapá: Porto Grande, Floresta Nacional do Amapá, on dead hardwood, 00° 58. 25.8 N and 051° 41 73.6 W, October 2014, A. Soares, AS 1836 (URM AS 1836, **holotype**; O, isotype).

GenBank numbers ITS:KY980674; LSU:KY980667.

Notes: *Tyromyces amazonicus* is easily recognized by the dimidiate to resupinate, brownish basidiomata and the round to angular, 2–4 per mm, pores. The presence of bottle-shaped cystidioles is similar to those of *Obba valdiviana* (Rajchenb.) Miettinen & Rajchenb., but this species has encrusted tramal hyphae not seen in *T. amazonicus*. *Obba* is placed in the “Gelatorporia clade” either as sister group of the clade composed by “Antrodiella clade” + “Tyromyces clade” or as sister group of the “core polyporoid clade” (Binder et al. 2013). The new species may represent a new genus in the “Gelatorporia clade” (Fig. 142), but for the time being we will keep it in *Tyromyces* because of the morphological similarities.

Tyromyces amazonicus and other specimens morphologically similar to each other were originally assigned to *Antrodiella sensu lato*. However, they clustered in *Flaviporus*, *Trulla* and *Tyromyces*.

Flaviporus is a tropical genus characterized by the small and thin basidiomata, small pores, small and ellipsoid spores and the dimitic hyphal system with clamp connections (Ginns 1980). The specimens of this clade were identified as *F. liebmanii*, which has tramal cystidia, sometimes hard to visualize. Although the main clade of *F. liebmanii* has high statistical support (0.90/85), the genetic variation among the species is very high and the specimens may represent at least two species. Miettinen et al. (2012) suggested this is caused by parallel evolution, by which basidiomata morphology can remain unchanged while nrDNA undergoes major changes.

Miettinen and Ryvarden (2016) introduced the new genus *Trulla* based on Miettinen et al. (2012) to accommodate neotropical species of *Antrodiella* with monomitic context and the dimitic trama, differently from *Antrodiella sensu stricto* with dimitic context and trama and from the temperate zone. *Trulla meridiae* Miettinen & Ryvarden and *T. dentipora* (Ryvarden & Iturriaga) Miettinen & Ryvarden are the first records to Brazil and both were previously known only to Venezuela (Ryvarden and Iturriaga 2003; Miettinen and Ryvarden 2016).

Additionally, *T. meridae* was only described morphologically and in this study it is confirmed by molecular data as belonging in this genus.

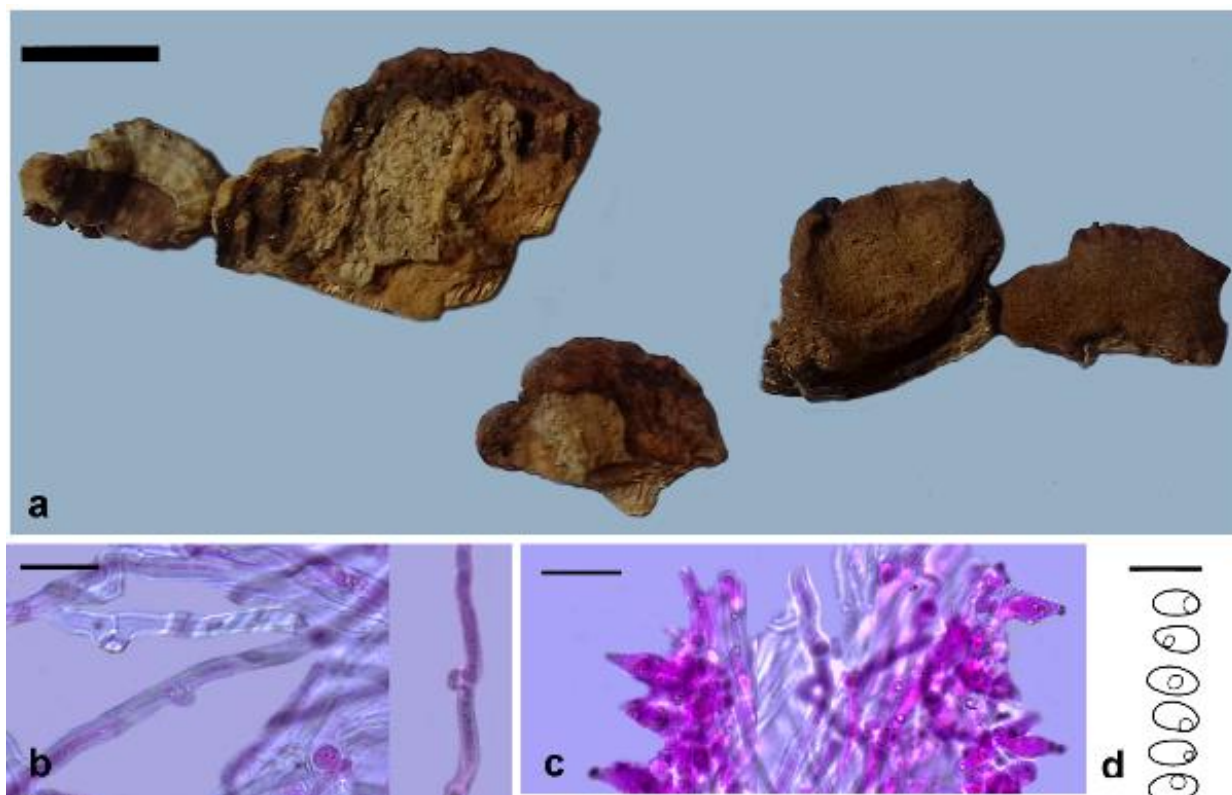


Fig. 144 *Tyromyces amazonicus* (URM AS1836, **holotype**). **a** Dried basidiomata. **b** Hyphal system. **c** Bottle-shaped cystidioles. **d** Basidiospores. Photos: A.M. Soares. Scale bars a = 1 cm, b, c = 10 µm, d = 5 µm

Tyromyces angulatus* Soares & Ryvarden, *sp. nov.

MycoBank number: MB 821090; *Facesoffungi* number: FoF 03643, Fig. 145

Etymology: *angulatus* (Latin) = the name refers to the angular pore surface.

Holotype: URM 89352

Basidiomata annual, resupinate, adnate, finely tomentose, up to 4 mm thick, soft when dry. *Margin* narrow, white (2B). *Pore surface* pale ochraceous to cream (5E–6F), pore angular, 2–4 per mm, dissepiment thin and entire, tubes concolorous, up to 1 mm deep. *Context* up to 0.1 mm, cream (3C) and almost absent in some places. *Basidiospores* subglobose to broadly ellipsoid, $3\text{--}4 \times 1.8\text{--}2\text{ }\mu\text{m}$, smooth, thin-walled, IKI-. *Basidia* clavate, with four sterigmata, $7.5\text{--}12.5 \times 5\text{--}7.5\text{ }\mu\text{m}$. *Hyphal system* dimitic, generative hyphae clamped, thin-walled, 3–5 µm in diam.; skeletal hyphae dominant, thick-walled, hyaline, 4.5–5 µm in diam. *Cystidia* absent, cystidioles fusiform to mammillate, $10.5\text{--}18.2 \times 5\text{--}7.5\text{ }\mu\text{m}$.

Material examined: BRAZIL, Pará: Portel, Floresta Nacional de Caxiuanã, on dead hardwood, $1^{\circ} 42' 24.09''$ S and $51^{\circ} 27' 34.3''$ W, August 2013, A. Soares, AS 661 (URM 86923, **holotype**; O, isotype); August 2013, A. Soares, AS 656 (URM 86351).

GenBank numbers LSU:KY980664.

Notes: *Tyromyces angulatus* was originally assigned to *Diplomitoporus* because of its typical dimitic hyphal system, resembling *D. allantoporus* Ryvarden & Iturriaga due to the angular pores, i. e. 2–3 per mm. However, the type specimen of the new species did not cluster in the same clade of *D. flavescens* (Bres.) Domanski (Fig. 142), the type species of *Diplomitoporus*, but in the “*Tyromyces* clade”. Basidiomata of *Tyromyces* are dominated by

clamped generative hyphae, while *T. angulatus* deviates from that concept by its dominance of skeletal hyphae mixed with few clamped generative hyphae. It is therefore surprising that the phylogenetic analyses place it in the “*Tyromyces* clade”, showing that hyphal system is more variable than previously assumed.

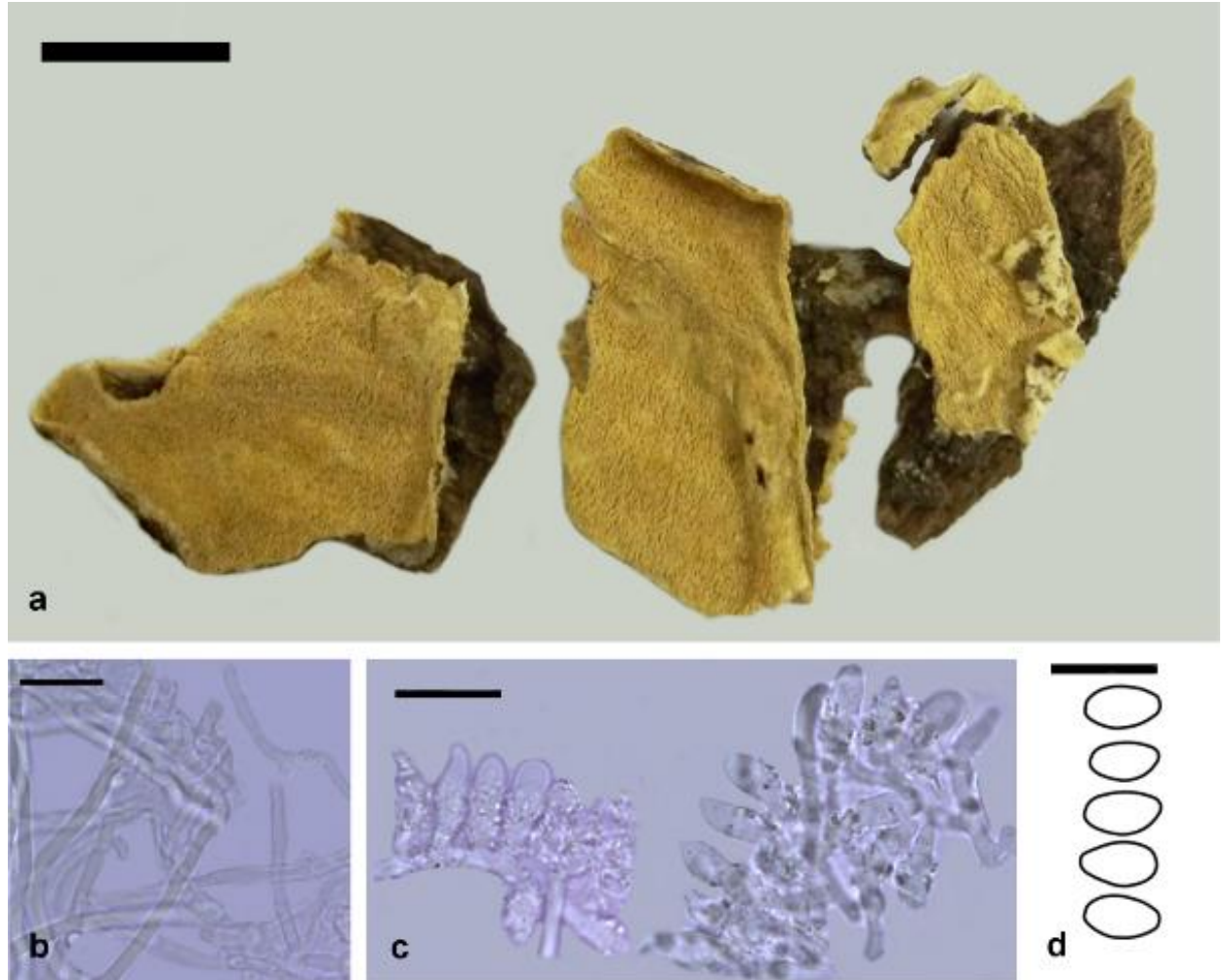


Fig. 145 *Tyromyces angulatus* (URM 89352, **holotype**). **a** Dried basidiomata. **b** Hyphal system. **c** Fusiform to mammiform cystidioles. **d** Basidiospores. Photos: A.M. Soares. Scale bars a = 1 cm, b, c = 10 μ m, d = 5 μ m

APÊNDICE C – *Rhodofomitopsis roseomagna* (Agaricomycetes, Polyporales), a new species, *Rhodofomitopsis flabellata*, a new combination, and notes in *R. cupreorosea*, from Brazil (artigo aceito no periódico *Phytotaxa*).

A new species, two new combinations and notes on Fomitopsidaceae (Agaricomycetes, Polyporales)

ADRIENE MAYRA SOARES^{1*}, GEORGEA NOGUEIRA-MELO¹, HELIO LONGONI PLAUTZ JR², TATIANA BAPTISTA GIBERTONI¹

¹*Universidade Federal de Pernambuco, Departamento de Micologia, Centro de Ciências Biológicas, Av. da Engenharia, s/n, 50740–600, Recife, Pernambuco, Brazil*

²*Instituto de Ciências Biológicas, Laboratório de Microbiologia, Av. Augusto Corrêa, 66075-110, Belém, Pará, Brazil*

Correspondence: *adriene_soares@yahoo.com.br*

Abstract

Rhodofomitopsis roseomagna sp. nov. is described as a new species from the Brazilian Atlantic forest based on morphological and molecular analyses. The species is characterized by the brownish to lilac, pileate basidiomata, round pores (5–6 per mm), and cylindrical to subcylindrical basidiospores ($4\text{--}5 \times 2.0\text{--}2.5 \mu\text{m}$). Phylogenetic analyses based on combined ITS and nLSU rDNA sequences show that the new species belongs to the recently described genus *Rhodofomitopsis*. We propose *Rhodofomitopsis flabellata* and *Fomitopsis bondartsevae* as new combinations. Notes on neotropical species of Fomitopsidaceae, description and illustration of the new species, and a key to the species of *Rhodofomitopsis* reported from the Neotropics are provided.

Key words: Basidiomycota, Taxonomy, wood-inhabiting fungi

Introduction

The family Fomitopsidaceae comprises about 24 genera and 197 species (Kirk *et al.* 2008) and has *Fomitopsis pinicola* (Sw.) P. Karst (1881:9) as the type species. According to Binder *et al.* (2013), this family belongs to the Polyporales within the “Antrodia clade”, with species that cause brown rot and are mostly distributed in genera such as *Antrodia* P. Karst. (1879:40), *Fomitopsis* P. Karst. (1881:9), *Daedalea* Pers. (1801:500) and *Laetiporus* Murrill (1904:607).

Fomitopsis is a cosmopolitan genus and includes species with basidiomata that are sessile to effused-reflexed, rarely annual to perennial, varying from white to purple, and have a ditrititic hyphal system with clamped generative hyphae. The basidiospores are smooth and hyaline, thin-walled, subglobose to cylindrical (Gilbertson & Ryvarden 1986, Ryvarden & Gilbertson 1993, Dai 2012). *Fomitopsis* is a polyphyletic genus (Kim *et al.* 2005, 2007, Ortiz-Santana *et al.* 2013) and the most recent study about the genus based on morphological and phylogenetic analyses distributed 23 species in seven genera, six of them new (Han *et al.* 2016). However, sequences of the other 20 species of the genus were not available, and their systematic and phylogenetic position remained uncertain.

One of those new genera is *Rhodofomitopsis* (2016:365), typified by *R. feei* (Fr.) B.K. Cui, M.L. Han & Y.C. Dai (2016:365) and characterized by a pink, violaceous to pinkish brown pore surface and context, and an absence of cystidioles. Many studies showed that the species belonging to this genus form a separate lineage from *Fomitopsis sensu stricto* (Kim *et al.* 2001, 2003, Li *et al.* 2013, Han *et al.* 2016).

The present study adds a new species, *Rhodofomitopsis roseomagna*, to the knowledge about poroid fungi in Brazil. Additionally, the new combinations *R. flabellata* and *Fomitopsis bondartsevae* are proposed. Notes on neotropical species of Fomitopsidaceae, morphological and molecular data, as well as illustrations of macro- and microstructures and a key to the neotropical species of the genus *Rhodofomitopsis* are provided.

Material and Methods

Area of study and morphological studies

The specimens were collected from Brazilian Amazonia and Brazilian Atlantic Forest. In the Amazonia, field trips were in Floresta Nacional de Caxiuanã (1°42'24.09"S and 51°27'34.3"W, 333.000 ha) in the State of Pará, an area characterized by Dense Ombrophilous Forest. In the Atlantic Forest, the specimens were collected in the Reserva Particular do Patrimônio Natural (RPPN) Frei Caneca (8°42'37"S and 35°50'01"W, 630.43 ha) in Open Ombrophilous Forest, in the State of Pernambuco. Additionally, material of *Fomitopsis sensu lato* deposited in Herbarium URM was analyzed (Table 1).

The macro- (morphology, color, consistency) and micromorphological (hyphal system, fertile and sterile structures, size and shape of basidiospores) analyses were performed both with fresh and dehydrated basidiomata. Free-hand sections of the hymenium

and context were examined under optical microscopy using 3% KOH, 1% phloxine and Melzer's reagent (Ryvarden 1991). The drawings were performed under a camera lucida from slide preparations of the dry basidiomata's tubes and dissepiments. Color designation followed Watling (1969). The specimens were deposited in the Herbarium Padre Camille Torrend (URM) of the Universidade Federal de Pernambuco and in the Herbarium (O) of the University of Oslo.

DNA extraction, PCR amplification and sequencing

Genomic DNA extraction followed the protocols of Gardes & Bruns (1993) and Góes-Neto *et al.* (2005) under incubation with 2% CTAB. The DNA pellets were suspended in 50 µl sterile H₂O, quantified with NanoDrop 2000 (Thermo Scientific) and diluted to a final concentration of 50 ng/µl. The samples were preserved at -20 °C until use.

The ITS region (internal transcribed spacers 1 and 2 including a fragment of 18S and total 5.8S nuclear rDNA) and partially 28S (larger subunit of nuclear rDNA - nrLSU) were amplified for the new sequences generated here, using the primer pairs ITS4-ITS5 and LR0R-LR5, respectively (White *et al.* 1990). The polymerase chain reaction (PCR) was conducted under the following protocol: 50 ng DNA, 10 pmol of each primer, 1x buffer, 2-3 mM MgCl₂, 0.1 mM each dNTP, and 1 U/µl Taq DNA Polymerase Platinum (Invitrogen, USA). The reactions followed an initial denaturation step at 94 °C for 5 min; 35 cycles of denaturation at 94 °C for 1 min, annealing (56 °C/ITS and 50 °C/nLSU) for 1 min, and chain extension at 72 °C for 1 min; and a final extension step at 72 °C for 10 min. The amplification products were directly sequenced with the same PCR primers using BigDye Terminator v3.1 Cycle Sequencing kit in an Applied Biosystems 3130 Genetic Analyzer (Applied Biosystems, USA).

Sequence alignment and phylogenetic analyses

The sequences were automatically aligned using ClustalW (Thompson *et al.* 1994) and manually edited using BioEdit 7.0.0 software (Hall 2004) to minimize gaps. For the combined data matrix each marker (ITS and nrLSU) was aligned separately and then concatenated with BioEdit 7.0.0 (Hall 2004). Eighteen new sequences of ITS and partial nrLSU were generated in this study from the nine collected specimens, comprising three different species. Sequences

were retrieved from GenBank (<http://www.ncbi.nlm.nih.gov/genbank>) to complete the dataset (Table 2).

The best-fit partitioning scheme and the model of molecular evolution for each subset were assessed using PartitionFinder v1.1.0 (Lanfear *et al.* 2012) and the general time reversible model of DNA substitution and a gamma distribution rate variation across sites (GTR+G) was applied in the next two phylogenetic analyses. Maximum likelihood (ML) was performed in the RAxML 7.0.4 (Stamatakis 2006) with 1000 bootstrap replicates to assess the nodes supporting values. Bayesian inferences (BY) were performed with MrBayes 3.2.1 software (Ronquist *et al.* 2012) for 8 million generations with four Markov chains, and trees sampled every 1000 generations. After examining the likelihood score graph representation, the burn-in was set to 25%. The posterior probability (PP) for the arrangements was achieved under 1000 rearrangements. The trees are rooted with *Grifola sordulenta* (Mont.) Singer (1962:53) and *Perenniporia ochroleuca* (Berk.) Ryvarden (1972:233), visualized and edited using FigTree 1.3.1 (<http://tree.bio.ed.ac.uk/software/figtree>).

Results

Phylogenetics analyses

The combined dataset included a total of 1,714 sites from ITS and nrLSU sequences representing 36 different taxa from six genera (including outgroup). The topologies found for the two phylogenetic methods were similar, and thus only the ML tree is presented here with all supporting values (ML bootstrap and PP) next to the tree nodes (Fig. 1).

Rhodofomitopsis roseomagna grouped within *Rhodofomitopsis* in a well-supported clade (100/1.00) and is more closely related to *R. cupreorosea* (Berk.) B.K. Cui, M.L. Han & Y.C. Dai (2016: 365) and *R. flabellata*. The sequence of *Fomitopsis nivosa* (Berk.) Gilb. & Ryvarden (1986: 275) generated in this study grouped within *Fomitopsis sensu stricto* as a sister group of *F. durescens* (Overh. ex J. Lowe) Gilb. & Ryvarden (1986:271) (96/1.00).

Taxonomy

Rhodofomitopsis roseomagna Nogueira-Melo, A. M. Soares & Gibertoni *sp. nov* (Figure 2, a–d)

Mycobank: MB 817409.

Type:—BRAZIL. Pernambuco: Jaqueira, Reserva Particular do Patrimônio Natural Frei Caneca, Mata Caranha, on dead hardwood, September 2012, *G. Nogueira-Melo* NM 379 (URM 86162!), Isotype O).

Etymology:—*roseomagna* (Latin) = The name refers to the color of basidiomata when fresh and its large size.

Description:—*Basidiomata* biannual, pileate, broadly attached, imbricate. *Pileus* 3.5–15.5 cm wide, 3–6 cm long, 6–8 mm thick at base, upper surface azonate, pinkish to brownish (30 clay pink to 76 vinaceous) when fresh and slightly darker when dried (22 purplish date to 25 brown vinaceous), forming a thin, brownish to pale (31 vinaceous buff) cuticle with age, glabrous. *Context* concolorous with the upper surface, sometimes with a whitish zone in the middle, sometimes with a darker zone under the upper surface, 0.5 mm thick. *Margin* thin, entire. *Pore surface* pinkish brown (76 vinaceous to 77 livid vinaceous), pores round (5–6/mm), dissepiment thick and entire. *Basidiospores* cylindrical to sub-cylindrical, 4–5 × 2–2.5 µm, smooth, thin-walled, IKI-, few seen. *Basidia* clavate with four sterigmata, 8–10(–12) × 4–5 µm. *Hyphal system* trimitic, generative hyphae clamped, thin-walled, 3 µm in diam.; skeletal hyphae dominant, thick-walled, hyaline, 3–5 µm in diam.; binding hyphae thick-walled, hyaline, 2–2.5 µm in diam. *Cystidia* absent.

Material examined:—BRAZIL. Pernambuco: Jaqueira, Reserva Particular do Patrimônio Natural Frei Caneca, on dead hardwood, 8° 42 S and 35° 50 W, June 2012, *G. Nogueira-Melo* NM 161 (URM 86158!); June 2012, *G. Nogueira-Melo* NM 168 (URM 86159!); July 2012, *G. Nogueira-Melo*, NM 176 (URM 86160!); *G. Nogueira-Melo* NM 231 (URM 86161!); March 2013, *G. Nogueira-Melo* NM 476 (URM 86164!); *G. Nogueira-Melo* NM 477 (URM 86165!); April 2013, *G. Nogueira-Melo* NM 602 (URM 86166!); May 2013, *G. Nogueira-Melo* NM 653 (URM 86167!); September 2013, *G. Nogueira-Melo* NM 753 (URM 86168!).

Distribution:—Known only from the type locality.

Additional material examined:—*Trametes feei*: BRAZIL. 1826 (?) (PC0705341! type). *Polyporus cupreoroseus*: BRAZIL. *Spruce* 184 (K(M)204064! K(M)204065! syntype);

COUNTRY UNKNOWN. San Carlos, August 1853 (?) (K(M)204066!; K(M)204066!, syntype].

Rhodofomitopsis flabellata (A.M. Soares & Gibertoni) A.M. Soares & Gibertoni *comb. nov.*

Mycobank: 814959

≡ *Fomitopsis flabellata* A.M. Soares & Gibertoni, in Tibpromma *et al.*, Fungal Diversity 83: 208 (2017).

Description:—Tibpromma *et al.* (2017).

Material examined:—BRAZIL. Amapá: Porto Grande, Floresta Nacional do Amapá, October 2014, A. Soares 1794 (URM 89405!); September 2013, A.M. Soares 883 (URM 84210!).

Distribution:—Known only from the type locality.

Fomitopsis bondartsevae (Spirin) A. M. Soares & Gibertoni *comb. nov.*

Mycobank: 814959

≡ *Antrodia bondartsevae* Spirin, Mikol. Fitopatol. 36(4): 33 (2002).

≡ *Pilatoporus bondartsevae* (Spirin) Spirin, Mycotaxon 97: 78 (2006).

≡ *Antrodia wangii* Y.C. Dai & H.S. Yuan, in Dai, Yuan, He & Decock, Mycosystema 25(3): 372 (2006).

Description:—Spirin (2002).

Material examined:—Russia. Nizhny Novgorod Reg: Bogorodsk Dist., Podvyazye, on *Tilia cordata*, 30 September 2005, V. Spirin 2306 (Herb. O F-502747!).

Discussion

Rhodofomitopsis roseomagna is here described as a new species characterized by the large brownish, purple to lilac basidiomata, small pores and cylindrical to subcylindrical basidiospores (Fig. 2). In the phylogenetic tree, *R. roseomagna* clusters as the basal group of *R. cupreorosea* with high value support (100/1.00) and is similar to this species as both have corky to woody hard basidiomata, and the same color of the pileus, pinkish brown to lilac. However, *R. cupreorosea* has pores that are daedaleoid and sinuous (1–2 per mm) and the basidiospores are ellipsoid ($5\text{--}7 \times 2.5\text{--}3.2\ \mu\text{m}$). Initially, *R. roseomagna* was identified as *R. feei*, but the type specimen of *R. feei*, also from Brazil, was found to be morphologically

different. *Rhodofomitopsis feei* has brown to grey basidiomata with pink tints, instead of the distinct pinkish basidiomata of *R. roseomagna*, at least in the context and pore surface, a distinct zonate abhymenial surface and slightly smaller pores (6–8 per mm). The type seems to be young and no basidiospores were seen; however, they are reported to be slightly longer by Carranza & Gilbertson (1986) and by Ryvarden (2015) [(4) $5-7 \times (1.5) 2-3.5 \mu\text{m}$, $5-6.5 \times 2-3$, respectively]. Furthermore and despite intensive collections in Brazil, *R. roseomagna* was only collected in a single area in the Atlantic Rain Forest, while *R. feei* is reported from several regions of the country (<http://floradobrasil.jbrj.gov.br>).

Rhodofomitopsis flabellata was recently described as a new species of *Fomitopsis* (Tibpromma *et al.* 2017). In their analyses, *R. flabellata* was in a satellite, isolated position between *Fomitopsis* and *Rhodofomitopsis* and the authors chose to place it in *Fomitopsis*, but now it is confirmed in *Rhodofomitopsis*.

The other *Rhodofomitopsis* sequences generated in the current study represent *R. cupreorosea*. Our Brazilian specimens were initially identified as *R. cupreorosea* and as *R. lilacinogilva*, both previously reported from Brazil (Gomes-Silva *et al.* 2015). The type specimen of *R. cupreorosea* is from the Brazilian Amazonia; however, the type locality of *R. lilacinogilva* is Australia. None of our sequences from three biomes in Brazil (Atlantic Forest, Cerrado and Amazonia) clustered with the sequence of *R. lilacinogilva* (CBS 42284) from Australia and after comparison with the types of *R. cupreorosea* and of *R. feei*, the Brazilian specimens were re-identified as *R. cupreorosea*. The other sequence of *R. cupreorosea* (CBS 23687) is from Costa Rica and its identity should be re-evaluated. *Rhodofomitopsis cupreorosea* seems to be a genetically variable, but morphologically stable species, characterized by the pink to pale pinkish brown basidiomata, and angular to daedaleoid pores (1–2 mm) becoming sinuous with age.

Interestingly, only one of the analyzed materials (Table 1) is similar to the type of *R. feei*, indicating that this species might be rare in Brazil. The sequences of *R. feei* used in the current study are represented by specimens from the montane forest in northeast Brazil, Costa Rica, Mexico and Australia, and their identification should be re-evaluated.

In our analyses, *F. nivos*a is confirmed as a species of *Fomitopsis sensu stricto* and not of *Trametes* (1836:339), as showed in Index Fungorum. *Fomitopsis nivos*a is macromorphologically similar to *F. palustris* (Berk. & M.A. Curtis) Gilb. & Ryvarden (1985:364), a species described from the USA (South Carolina) on *Pinus palustris* (Berk & Kurtis 1872). In the phylogenetic tree, our specimen of *F. nivos*a, collected in *Rhizophora mangle* in a mangrove in the Brazilian Amazonia, is distantly related to the *F. palustris*

specimen collected on *Pinus* in the USA (Georgia) and to the one collected on pine stumps in the Tottori University campus (Japan). Besides occurring in different hosts, *F. nivosa* has fusiform spores ($6\text{--}9 \times 2\text{--}3 \mu\text{m}$), tapering to the apical end, while *F. palustris* has cylindrical spores ($6.5\text{--}8 \times 2.5\text{--}3 \mu\text{m}$) (Gilbertson & Ryvar den 1985). Our specimen is also distantly related to the other sequence of *F. nivosa* (JV 0509/52-X), collected in China. Since the type locality of *F. nivosa* ($\equiv$ *Polyporus nivosus* Berk.) is the Brazilian Amazonia, the Chinese specimen should be re-analyzed.

The addition of new sequences from specimens collected in Brazil improved the definition of *Rhodofomitopsis* and its species and confirms the polyphyletic nature of *Fomitopsis*. However, sequences of already described species of *Fomitopsis sensu lato* and of specimens from the type localities are still lacking in the phylogenies, preventing better delimitation of taxa.

Key to species of *Rhodofomitopsis* that occur in the Neotropics

1. Pores daedaleoid to sinuous, 1–3 per mm ... 2

- Pores angular to circular, 4–8 per mm, almost invisible to naked eye ... 3

2. Basidiomata coriaceous, small and flexible; basidiospores cylindrical to sub-cylindrical, $4\text{--}5 (6.5) \times 2.0\text{--}2.5 \mu\text{m}$... *R. flabellata*

- Basidiomata woody hard; basidiospores ellipsoid, $5\text{--}7 \times 2.5\text{--}3.2 \mu\text{m}$... *R. cupreorosea*

3. Pileus surface velutinate, zonate, pale pink to ochraceous; basidiospores short cylindrical to oblong, $5\text{--}6.5 \times 2.5\text{--}3 \mu\text{m}$... *R. feei*

- Pileus surface glabrous, azonate, pinkish to brownish; basidiospores cylindrical to sub-cylindrical, $4\text{--}5 \times 2\text{--}2.5 \mu\text{m}$... *R. roseoamagna*

Acknowledgments

We would like to thank the Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade (ICMBio), the Instituto Brasileiro de Meio Ambiente (IBAMA), the managers of RPPN Frei

Caneca, and the Instituto de Pesquisas Científicas e Tecnológicas do Estado do Amapá (IEPA) for support during the field trips; and Msc. RLM Alvarenga for the figures. Further, we acknowledge the Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) for the Ph.D scholarship of AMSS and GSNM, the Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico (CNPq) [Sisbiota (563342/2010-2), PROTAX (562106/2010-3)], and the Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de Pernambuco (FACEPE) (APQ-0788-2.03/12) for financial support.

REFERENCES

- Berkeley, M.J. & Curtis, M.A. (1849) Decades of fungi. Decades XXI-XXII. North and South Carolina Fungi. Hooker's Journal of Botany and Kew Garden Miscellany 1: 97–104.
- Binder, M., Hibbett, D.S., Larsson, K-H., Larsson, E., Langer, E. & Langer, G. (2005) The phylogenetic distribution of resupinate forms across the major clades of mushroom forming fungi (Homobasidiomycetes). *Systematics and Biodiversity* 3: 113–157.
- Binder, M., Hibbett, D.S., Larsson, K-H., Larsson, E., Langer, E. & Langer, G. (2013) Phylogenetic and phylogenomic overview of the Polyporales. *Mycologia* 105(6): 1350–1373.
- Dai, Y.C. (2012) Polypore diversity in China with an annotated checklist of Chinese polypores. *Mycoscience* 53:49–80.
- Gardes, M. & Bruns, T.D. (1993) ITS primers with enhanced specificity for Basidiomycetes: application to identification of mycorrhizae and rusts. *Molecular Ecology* 2:113–118.
- Gilbertson, R.L. & Ryvarden, L. (1985) Some new combinations in Polyporaceae. *Mycotaxon* 22: 363–365.
- Gilbertson, R.L. & Ryvarden, L. (1986) *North American polypores*. Vol. 1. Abortiporus-Lindtneria. Fungiflora, Oslo. 209 p.

- Góes-Neto, A., Loguercio-Leite, C. & Guerrero, R.T. (2005) DNA extraction from frozen field-collected and dehydrated herbarium fungal basidiomata with high content of secondary metabolites and/or polysaccharides: performance of SDS and CTAB-based methods. *Biotemas* 18: 19–32.
- Gomes-Silva, A.C., Nogueira-Melo, G.S., Baltazar, JM, Drechsler-Santos, E.R, Lira, C.R.S, Medeiros, P.S., Sotão, H.M.P., Ryvardeen, L., Cavalcanti, M.A.Q. & Gibertoni, T.B. (2015) Notes on *Fomitopsis* (Polyporales, Agaricomycetes) from North and Northeast Brazil. *Journal of the Torrey Botanical* 142(2): 179–185.
- Hall, T. (2004) *Biological Sequence. Alignment Editor*, v. 7.0.0. Department of Microbiology, North Carolina State University, Carlsbad.
- Han, M.L., Song, J., Cui, B.K. (2014) Morphology and molecular phylogeny for two new species of *Fomitopsis* (Basidiomycota) from South China. *Mycological Progress* 13:905–914.
- Han, M-L., Yuan-Yuan, C., Lu-Lu, S., Song, J., Vlasák, J., Dai, Y-C & CUI, B-K. (2016) Taxonomy and phylogeny of the brown-rot fungi: *Fomitopsis* and its related genera. *Fungal Diversity* 80(1): 343–373.
- Hattori, T. (2003) Type studies of the polypores described by E.J.H. Corner from Asia and West Pacific Areas. V. Species described in *Tyromyces* (2). *Mycoscience* 44: 265–276.
- Karsten, P. (1879) Symbolae AD Mycologiam Fennicam, Vĭ. Meddn Soc. Fauna Flora fenn. 5: 15–62.
- Karsten, P. (1881) Symbolae AD Mycologiam Fennicam. *Meddn Soc. Fauna Flora fenn.* 6: 7–14.
- Kim, S.Y., Park, S.Y. & Jung, H.S. (2001) Phylogenetic classification of *Antrodia* and related genera based on ribosomal RNA internal transcribed spacer sequences. *Journal of Microbiology and Biotechnology* 11:475–481.

- Kim., S.Y., Park, S.Y., Ko, K.S. & Jung, H.S. (2003) Phylogenetic analysis of *Antrodia* and related taxa based on partial mitochondrial SSU rDNA sequences. *Antonie Van Leeuwenhoek* 83: 81–88.
- Kim, K.M., Yoon, Y.G. & Jung, H.S. (2005) Evaluation of the monophyly of *Fomitopsis* using parsimony and MCMC methods. *Mycologia* 97:812–822.
- Kim, K.M., Lee, J.S. & Jung, H.S. (2007) *Fomitopsis incarnatus* sp. nov. based on generic evaluation of *Fomitopsis* and *Rhodofomes*. *Mycologia* 99:833–841.
- Kirk, P.M., Cannon, P.F. & Minter, D.W. (2008) *Dictionary of the fungi*. 10th edn. CAB International, Wallingford
- Lanfear, R., Calcott, B., Ho S.Y.W. & Guindon, S. (2012) PartitionFinder: Combined Selection of Partitioning Schemes. *Molecular Biology and Evolution* 29: 1695–1701.
- Li, H.J., Han, M.L. & Cui, B.K. (2013) Two new *Fomitopsis* species from southern China based on morphological and molecular characters. *Mycological Progress* 12: 709–718.
- Lisboa, P.L.B., Bezerra, M.G.F. & Cardoso, A.L.R. (2013) *Caxiuanã: Conservação, Riscos e Possibilidades*. In *Caxiuanã: Paraíso Ainda Preservado*. Org. Pedro Luiz Braga Lisboa. Belém, Ed. Museu Paraense Emílio Goeldi, p. 29–42.
- Murrill, W.A. (1904) The Polyporaceae of North America: IX. *Inonotus*, *Sesia* and monotypic genera. *Bulletin of the Torrey Botanical Club*. 31(11): 593–610.
- Ortiz-Santana, B., Lindner, D.L., Miettinen, O., Justo, A. & Hibbett, D.S. (2013) A phylogenetic overview of the *Antrodia* clade (Basidiomycota, Polyporales). *Mycologia* 105:1391–1411.
- Persoon, C.H. (1801) *Synopsis Methodica Fungorum* 1: 500.
- Ronquist, F., Teslenko, M., van der Mark P *et al.* (2012) MrBayes 3.2: Efficient Bayesian phylogenetic inference and model choice across a large model space. *Systematic Biology* 61:1–4.

- Ryvarden, L. (1972) Studies in the Aphyllophorales of Canary Islands with a note on the genus *Perenniporia*. *Norwegian Journal of Botany*. 19:139–144.
- Ryvarden, L. (1991) *Genera of polypores, nomenclature and taxonomy*. *Synopsis Fungorum* 5: 1–363.
- Ryvarden, L. & Gilbertson, R.L. (1993) European polypores 1. *Abortiporus-Lindtneria*. *Synopsis Fungorum* 6:1–387.
- Singer, R. (1961) Diagnoses fungorum novorum Agaricalium II. *Sydowia* 15(1–6):45–83.
- Spirin, V.A. (2002). The new species from the genus *Antrodia*. *Mikologiya i Fitopatologiya* 36 (4): 33–35.
- Stamatakis, A. (2006) RAxML-VI-HPC: maximum likelihood- based phylogenetic analyses with thousands of taxa and mixed models. *Bioinformatics* 22:2688–2690.
- Thompson, J.D. Higgins, D.G. & Gibson, T.J. (1994) CLUSTAL W: improving the sensitivity of progressive multiple sequence alignment through sequence weighting, position-specific gap penalties and weight matrix choice. *Nucleic Acids Research* 22: 4673–4680.
- Tibpromma, S., Hyde, K. D., Jeewon, R., Maharachchikumbura, S. S. N. *et al.* (2017) Fungal diversity notes 491–602: taxonomic and phylogenetic contributions to fungal taxa. *Fungal Diversity* 83 (1): 1–261.
- White, T.J., Bruns, T.D., Lee, S. & Taylor J. (1990) Amplification and direct sequencing of fungal ribosomal RNA genes for phylogenetics. In: Innis MA, Gelfand DH, Sninsky JJ, White TJ (eds) *PCR protocols, a guide to methods and applications*. Academic, San Diego, pp 315–322.
- Watling, R. (1969) *Colour Identification Chart*. Edinburgh: Her Majesty's Stationery Office.
- Zhou, L.W. & Wei, Y.L. (2012) Changbai wood-rooting fungi 16. A new species of *Fomitopsis* (Fomitopsidaceae). *Mycological Progress* 11:435–441.

FIGURE 1. Maximum likelihood tree inferred from the ITS and nLSU combined data set. Bootstrap supporting values for parsimony and ML, besides the PP values, are displayed above the nodes, respectively. Bootstrap values below 40% were represented with (-). The branch lengths reflect the changes per site showed in the scale following the chosen nucleotide substitution model.



FIGURE 2. *Fomitopsis roseomagna*. a–. upper surface of dried basidiomata, b. hymenial surface pores in detail c. Hyphal system c1. Binding hyphae, c2. Skeletal hyphae, c3. Generative hyphae e. Basidiospores. Scale bar: a and b = 5 cm; d and e = 5µm. Photos: R. Alvarenga.

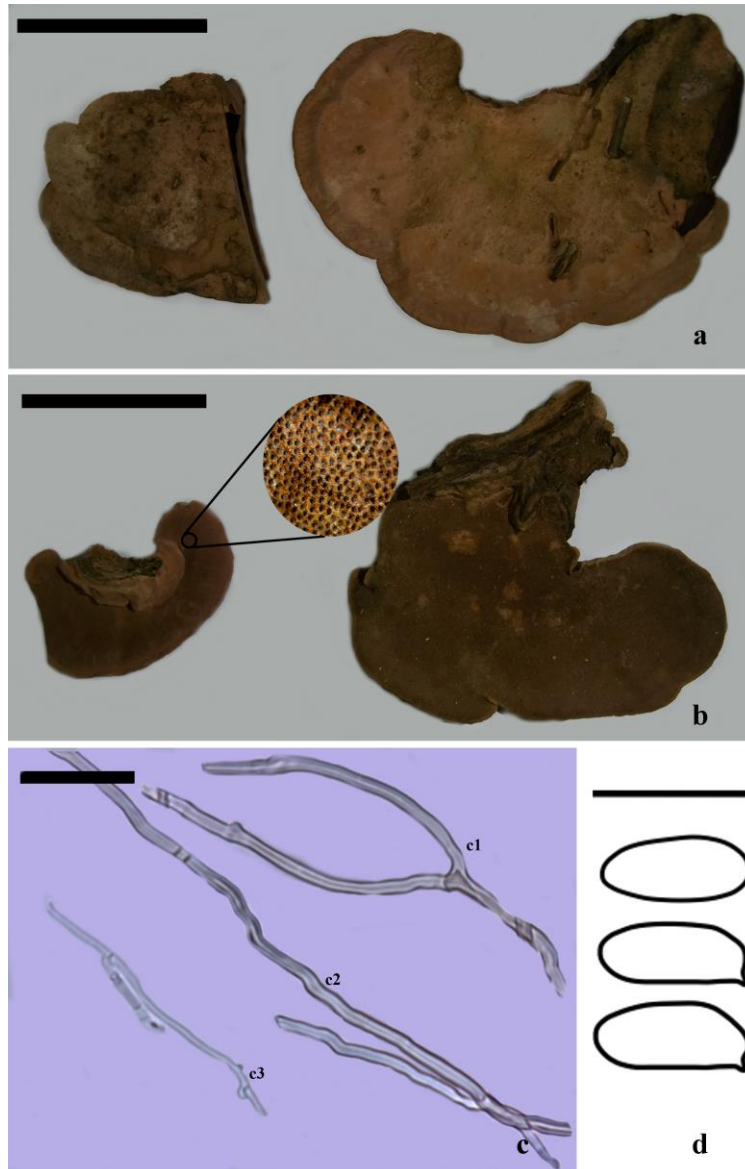


TABLE 1. Exsiccatae of *Fomitopsis sensu lato* deposited and/or revised in herbarium URM.

Species	Vegetation	URM number
<i>Fomitopsis nivosa</i>	Mangrove	82191, 82192, 82193
<i>Rhodofomitopsis cupreorosea</i>	Open Ombrophilous Forest (Atlantic Rain Forest)	690, 925, 1085, 79681, 78204, 80488, 81345, 81346, 81349, 81350, 81351, 81352, 81353, 81354, 81356, 81357, 81358, 81359, 82073, 83099, 85972
<i>R. cupreorosea</i>	Dense Ombrophilous Forest (Amazonia)	89391
<i>R. feei</i>	Open Ombrophilous Forest (Atlantic Rain Forest)	87871

TABLE 2. Species and specimens of Fomitopsidaceae and of the outgroup included in this study, with countries of origin and GenBank accession numbers of sequences provided. Species in bold were generated in the current study.

Species name	Country	Sample	GenBank accession n°	
			ITS	LSU
<i>Antrodia albida</i>	USA	CBS308.82	DQ491414	AY515348
<i>Antrodia heteromorpha</i>	Canada	CBS200.91	DQ491415	AY515350
<i>Antrodia juniperina</i>	unknown	WM-284-T	EU232212	EU232295
<i>Antrodia juniperina</i>	USA	SEM-403-T	KC585285	KC585109
<i>Antrodia malicola</i>	Unknown	FP 104329-Sp	EU232214	EU232297
<i>Antrodia malicola</i>	Russia	X1382	JQ700282	JQ700282
<i>Antrodia oleracea</i>	USA	MD-177	KC585296	KC585120
<i>Antrodia serialis</i>	Norway	3193	JQ700292	JQ700292
<i>Antrodia serialis</i>	USA	FP 105599	EU232199	EU232293
<i>Antrodia sinuosa</i>	USA	RLG 2538-Sp	EU232196	EU232288
<i>Antrodia variiformis</i>	USA	FP 90100SP	AY966453	AY333827
<i>Antrodia xantha</i>	Unknown	TFRI 879	EU232210	EU232284
<i>Daedalea dickinsii</i>	Unknown	NBRC 31163	AB733338	AB733161
<i>Daedalea quercina</i>	USA	OKM-3802-Sp	KC585337	KC585162
<i>Daedalea quercina</i>	Finland	Miettinen 12662	JX109855	JX109883
<i>Fomitopsis betulina</i>	USA	L-15603-Sp	KC585373	KC585202
<i>Fomitopsis betulina</i>	Finland	Miettinen 12388	JX109856	JX109856
<i>Fomitopsis betulina</i>	USA	FP-125006-T	KC585371	KC585200
<i>Fomitopsis betulina</i>	USA	RLG-5085-Sp	KC585374	KC585203
<i>Fomitopsis bondartsevae</i>	China	X1059	JQ700275	JQ700275
<i>Fomitopsis bondartsevae</i>	China	X1207	JQ700277	JQ700277
<i>Fomitopsis cana</i>	China	Dai 9611	JX435776	JX435774
<i>Fomitopsis cana</i>	China	Cui 6239	JX435777	JX435775
<i>Fomitopsis durescens</i>	USA	Overholts 4215	KF937293	KF937295
<i>Fomitopsis durescens</i>	Venezuela	Ryvarden 910796	KF937292	KF937294
<i>Rhodofomitopsis feei</i>	Mexico	Vlasak	KF999926	KF999926

TABLE 2. (continued)

Species name	Country	Sample	GenBank accession n°	
			ITS	LSU
<i>Fomitopsis</i> cf. <i>meliae</i>	Thailand	1P 1.1	FJ372673	FJ372695
<i>Fomitopsis</i> cf. <i>meliae</i>	Thailand	5V 3.3	FJ372675	FJ372697
<i>Fomitopsis</i> cf. <i>meliae</i>	Thailand	8IV7.1	GQ982889	GQ982882
<i>Fomitopsis nivosa</i>	Brazil	Man-09	MF589766	MF590166
<i>Fomitopsis ostreiformis</i>	Thailand	BCC23382	FJ372684	FJ372706
<i>Fomitopsis</i> cf. <i>ostreiformis</i>	Thailand	10_R_8_1	FJ372681	FJ372703
<i>Fomitopsis palustris</i>	USA	CBS283.65	DQ491404	AY515333
<i>Fomitopsis palustris</i>	Japan	BC315	AB604156	AB604155
<i>Fomitopsis pinicola</i>	Unknown	AFTOL-ID 770	AY854083	AY684164
<i>Fomitopsis pinicola</i>	Unknown	TFRI 513	EU232197	EU232290
<i>Fomitopsis pinicola</i>	Unknown	Cui 10405	KC844852	KC844857
<i>Fomitopsis roseoalba</i>	Brazil	AS1496	KT189139	KT189141
<i>Fomitopsis roseoalba</i>	Brazil	AS1566	KT189140	KT189142
<i>Fomitopsis</i> sp.	Thailand	7R_8_1	FJ372676	FJ372698
<i>Fomitopsis</i> sp.	Unknown	HSJ-2006a	DQ491411	-
<i>Fomitopsis</i> sp.	Thailand	9V 3.1	FJ372677	FJ372699
<i>Fomitopsis</i> sp.	Brazil	NHB31	KJ831997	-
<i>Fomitopsis subtropica</i>	China	Cui 10154	JQ067652	JX435772
<i>Fomitopsis subtropica</i>	China	Cui 10140	JQ067651	JX435771
<i>Fomitopsis subtropica</i>	China	Cui 10181	JQ067653	JX435773
<i>Rhodofomes cajanderi</i>	Unknown	BCRC 35447	EU232200	EU232294
<i>Rhodofomes rosea</i>	China	Cui 10520	KC507162	AY333809
<i>Rhodofomes rosea</i>	USA	RLG-6954	KC585353	KC585181
<i>Rhodofomitopsis cupreorosea</i>	Costa Rica	CBS 236.87	DQ491373	AY515325
<i>Rhodofomitopsis cupreorosea</i>	Brazil	PS2013-01	MF772343	MF772439
<i>Rhodofomitopsis cupreorosea</i>	Brazil	AN49	MF589756	MF590122
<i>Rhodofomitopsis cupreorosea</i>	Brazil	NM692	MF589757	MF590128
<i>Rhodofomitopsis cupreorosea</i>	Brazil	NM710	MF589758	MF590150
<i>Rhodofomitopsis cupreorosea</i>	Brazil	NM714	MF589759	MF590151
<i>Rhodofomitopsis cupreorosea</i>	Brazil	NM731	MF589761	MF590161
<i>Rhodofomitopsis cupreorosea</i>	Brazil	JMB34	MF589760	MF590164
<i>Rhodofomitopsis flabellata</i>	Brazil	AS1794	KX423688	KX423686
<i>Rhodofomitopsis feei</i>	China	Oinonen60119006	KC844856	KC844856
<i>Rhodofomitopsis feei</i>	Costa Rica	LR14115	KF999927	KF999927
<i>Rhodofomitopsis feei</i>	Australia	LR42928	KF999928	KF999928
<i>Rhodofomitopsis lilacinogilva</i>	Australia	CBS 42.284	AY515329	-

<i>Rhodofomitopsis lilacinogilva</i>	Australia	Schigel 5193	KR605846	KR605712
<i>Rhodofomitopsis roseomagna</i> ^a	Brazil	NM379	KT189139	KT189142
<i>Grifola sordulenta</i>	USA	AFTOL-ID 562	AY854085.1	AY645050
<i>Perenniporia ochroleuca</i>	China	Dai11486	HQ654105	JF706349
<i>Piptoporus betulinus</i>	Russia	Isolate 277	JX507733	JX507734