



MINISTÉRIO DA EDUCAÇÃO
UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DA AMAZÔNIA-UFRA
MUSEU PARAENSE EMÍLIO GOELDI
MESTRADO EM CIÊNCIAS BIOLÓGICAS-BOTÂNICA TROPICAL



ADRIENE MAYRA DA SILVA SOARES

**RIQUEZA DE ESPÉCIES DE FUNGOS POROIDES (AGARICOMYCETES)
EM UMA ÁREA DO BIOMA AMAZONIA, NA FLORESTA NACIONAL DO
AMAPÁ, BRASIL**

**Dissertação apresentada à Universidade
Federal Rural da Amazônia, como parte
das exigências do Curso de Mestrado em
Ciências Biológicas-Botânica Tropical:
área de concentração Micologia, para
obtenção do título de Mestre.**

**Orientadora: Dra. Helen Maria Pontes
Sotão**

BELÉM

2013



MINISTÉRIO DA EDUCAÇÃO
UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DA AMAZÔNIA-UFRA
MUSEU PARAENSE EMÍLIO GOELDI
MESTRADO EM CIÊNCIAS BIOLÓGICAS-BOTÂNICA TROPICAL



ADRIENE MAYRA DA SILVA SOARES

**RIQUEZA DE ESPÉCIES DE FUNGOS POROIDES (AGARICOMYCETES)
EM UMA ÁREA DO BIOMA AMAZONIA, NA FLORESTA NACIONAL DO
AMAPÁ, BRASIL**

**Dissertação apresentada à Universidade
Federal Rural da Amazônia, como parte
das exigências do Curso de Mestrado em
Ciências Biológicas-Botânica Tropical:
área de concentração Micologia, para
obtenção do título de Mestre.**

**Orientadora: Dra. Helen Maria Pontes
Sotão**

BELÉM

2013

MINISTÉRIO DA EDUCAÇÃO
UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DA AMAZÔNIA-UFRA
MUSEU PARAENSE EMÍLIO GOELDI
MESTRADO EM CIÊNCIAS BIOLÓGICAS-BOTÂNICA TROPICAL

ADRIENE MAYRA DA SILVA SOARES

RIQUEZA DE ESPÉCIES DE FUNGOS POROIDES (AGARICOMYCETES)
EM UMA ÁREA DO BIOMA AMAZONIA, NA FLORESTA NACIONAL DO
AMAPÁ, BRASIL

Dissertação apresentada à Universidade Federal Rural da Amazônia, como parte das exigências do Curso de Mestrado em Ciências Biológicas-Botânica Tropical: área de concentração Micologia, para obtenção do título de Mestre.

BANCA EXAMINADORA

Prof^ª. Dra. Helen Maria Pontes Sotão-Orientadora
MUSEU PARAENSE EMÍLIO GOELDI

Prof. Dr. Aristóteles Góes Neto
UNIVERSIDADE ESTADUAL DE FEIRA DE SANTANA

Prof. Dr. Antônio Hernandez Gutiérrez
UNIVERSIDADE FEDERAL DO PARÁ

Prof^ª. Dra. Anna Luiza Ilkiu-Borges
MUSEU PARAENSE EMÍLIO GOELDI

Prof^ª. Dra. Solange P. Socorro Evangelista Costa
UNIVERSIDADE FEDERAL DO PARÁ

*Aos meus queridos: Helio,
Afonso, Silvana, Mari e
Mayara.*

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 Universidade Federal Rural da Amazônia 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 Ciências Biológicas-Botânica Tropical pelo suporte financeiro na minha formação.

Ao CNPq pela concessão da bolsa de mestrado, projeto Sisbiota 573883/2008-4, Universal e Universal (478973/2006-3, 479961/2007-7, 470303/2009), PROTAX que ofereceram suporte às viagens de campo e apoio financeiro das atividades de laboratórios a este trabalho.

Ao IBAMA e ICMBIO pela licença na coleta de fungos e em espeical apoio logístico de campo na FLONA do Amapá.

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

À Dra. Tatiana Baptista Gibertoni, Universidade Federal de Pernambuco, pela contribuição no trabalho, ajuda nas identificações dos fungos e concessão de espécimes de sua coleção para a realização deste trabalho.

Ao Dr. Evonnildo Costa Gonçalves, Universidade Federal do Pará, pelo imprescindível apoio no trabalho de biologia molecular, desde o treinamento nas técnicas moleculares à doação de insumos, além do incentivo e credibilidade no nosso trabalho.

Ao Dr Leif Ryvarde, Universidade de Oslo, Noruega, pela identificação de alguns espécimes de fungos e doação de literatura.

Aos professores do Laboratório de Micologia da UFPA, Antônio Hernandez e Solange Costa por toda iniciação na Micologia, apoio e estímulo.

Ao Dr. João Ubiratan Moreira dos Santos, coordenador do curso, pelas oportunidades ofertadas.

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 deste trabalho.

Aos professores da Pós-graduação em Botânica, pela transmissão do conhecimento.

Aos curadores dos herbários, da Universidade Federal de Santa Catarina, Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Herbário da Áustria e Nova Zelândia que gentilmente cederam espécimes para este estudo.

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

Aos técnicos do herbário MG, em especial D. Ione, D. Lúcia, Sr. César e Sr. Raimundo, por toda ajuda sempre que precisei.

Aos meus colegas de Laboratório, Fernanda Mendonça, Carla Castro, Joseane Santana, Fabiano Brito, Ronan Furtado e muito especialmente Taniara Coelho e Priscila Sanjuan pela ajuda nas coletas, identificações, sugestões e todo apoio ao meu trabalho.

À minha turma de mestrado, especialmente à Simone Viana que me acompanha desde os tempos de cursinho.

Aos colegas do Laboratório de micologia da UFPE, especialmente Nelson Lima, Allyne e Georgia, pelo companheirismo quando estive em Recife e à minha amiga Sâmea Cristina pela estadia em Recife e pela amizade concretizada.

À minha família de maneira geral, especialmente à minha Avó Maria Guedes, base da nossa estrutura familiar.

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.

Ao meu querido amor, amigo e companheiro “Helinho” por TUDO, tanto na minha vida pessoal quanto profissional, especialmente por estar em minha vida.

Obrigada!

SUMÁRIO

RESUMO	9
ABSTRACT	10
1 CONTEXTUALIZAÇÃO	11
1.1 REVISÃO DE LITERATURA	13
REFERÊNCIAS	21
2 RIQUEZA DE FUNGOS POROIDES EM UMA FLORESTA OMBRÓFILA DENSA, AMAZÔNIA, AMAPÁ, BRASIL	32
RESUMO	33
ABSTRACT	34
2.1 INTRODUÇÃO	35
2.2 MATERIAL E MÉTODOS	37
2.3 RESULTADOS E DISCUSSÃO	38
2.4 BIBLIOGRAFIA CITADA	46
3 VALIDATION OF <i>POROGRAMME ALBOCINCTA</i> AND NEW RECORDS OF FUNGI POROID (<i>AGARICOMYCETES</i>) FROM THE BRAZILIAN AMAZONIA	64
ABSTRACT	65
3.1 INTRODUCTION	66
3.2 MATERIALS AND METHODS	67
3.3 TAXONOMY	68
3.4 REFERENCES	73
4 MORPHOLOGICAL FEATURES AND PHYLOGENETIC RELATIONSHIPS IN <i>SCHIZOPORA</i> VELEN. INFERRED FROM MITOCHONDRIAL AND NUCLEAR rDNA SEQUENCES	78
ABSTRACT	80
4.1 INTRODUCTION	82
4.2 MATERIALS AND METHODS	84
4.3 RESULTS AND DISCUSSION	86
4.4 REFERENCES	91
CONCLUSÕES GERAIS	102
ANEXOS	104

RESUMO

Este estudo teve como principal fundamento teórico a ausência de registros anteriores da ocorrência de fungos em literatura para a Floresta Nacional do Amapá (FLONA), localizada em uma área considerada de alta prioridade para a conservação da biodiversidade brasileira. Tendo como objetivos: realizar inventário taxonômico dos fungos poroides (Agaricomycetes) da área de estudo; analisar riqueza dos fungos coletados; apresentar possíveis novas espécies e novos registros para o estado do Amapá, Amazônia e Brasil; fornecer dados que possam subsidiar o plano de manejo desta unidade de conservação e estabelecer as relações filogenéticas para o gênero *Schizopora* Velen. Foram realizadas cinco coletas em uma área de floresta ombrófila densa na FLONA do Amapá (AP), nos períodos de julho e dezembro de 2009, junho de 2010, setembro de 2011 e junho de 2012, onde foram instaladas 20 parcelas de 250 x 10 m no sítio de estudo do Programa de Pesquisa em Biodiversidade da Amazônia (PPBio). Para ampliar os estudos taxonômicos foram realizadas coletas aleatórias por encontro casual na FLONA. Foram identificados 826 fungos poroides classificados em 100 espécies e 36 gêneros, pertencentes às ordens Hymenochaetales (Hymenochaetaceae e Schizoporaceae) e Polyporales (Bondarzeziaceae, Fomitopsidaceae, Ganodermataceae, Meripilaceae, Meruliaceae, Phanerochaetaceae e Polyporaceae). Todas as espécies identificadas representam primeiro registro para a FLONA do Amapá, sendo 87 novos para o Estado do Amapá, sete novos registros para a Amazônia brasileira e quatro são novas para o Brasil, além de possíveis quatro espécies novas. Mesmo diante da grande riqueza encontrada, a análise dos dados ecológicos estimam valores maiores para a área de estudo (até 121 espécies nas parcelas amostradas), e esses dados poderão ser obtidos com o aumento do esforço amostral e com a ampliação a área de coleta. Análises morfológicas e inferências filogenéticas das espécies do gênero *Schizopora* que ocorrem no neotrópico foram realizadas a partir de marcadores de DNA ribossomal nuclear e mitocondrial. Verificou-se uma relação existente entre espécimes de *S. paradoxa* e *S. flavipora*, provavelmente indicando variações morfológicas referentes a apenas uma espécie. Este estudo contribui para ampliar o conhecimento da diversidade dos fungos poroides no bioma Amazônia.

Palavras-chave: Basidiomycota, Hymenochaetales, Polyporales, *Schizopora*, taxonomia, Amazônia.

ABSTRACT

This study started from the assumption that there is an absence of previous records of poroid fungi in the literature for the Floresta Nacional do Amapá (FLONA), located in an area considered a high priority for biodiversity conservation in Brazil. The objectives were: to perform a taxonomic inventory of fungi poroid (Agaricomycetes) for the studied area; to analyze richness of fungi collected; to introduce possible new species and new records for the state of Amapá, Brazil and the Amazon; to provide data that can support the management plan for this conservation unit and to analyze phylogenetic relationships for *Schizopora* Velen. Five surveys were conducted in an area of tropical rain forest at FLONA for the periods of July and December 2009, June 2010, September 2011 and June 2012, which were installed 20 plots of 250 x 10m in the Programa de Pesquisa em Biodiversidade da Amazônia (PPBio). Collects were carried out randomly. We identified 826 fungi poroid classified into 36 genera and 100 species, belonging to the orders Hymenochaetales (Hymenochaetaceae and Schizoporaceae) and Polyporales (Bondarzeziaceae, Fomitopsidaceae, Ganodermataceae, Meripilaceae, Meruliaceae, and Phanerochaetaceae Polyporaceae). All identified species represent the first record for FLONA Amapá, with 87 new records for the state of Amapá, seven new records for the Brazilian Amazon, and four to Brazil, besides four possible new species. In spite of the high fungal richness found, ecological analysis estimated greater values for the area (up to 121 species in the sampled plots), and these data could be obtained by increasing both the sampling effort and the collection area. Morphological analysis and phylogenetic inferences based on nuclear and mitochondrial rDNA from neotropical *Schizopora* species showed a close relationship between some specimens of *S. flavipora* and *S. paradoxa*, probably indicating a morphological variation of only one species. This study contributes to the understanding of the diversity of poroid fungi poróides in the Amazon biome.

Keywords: Basidiomycota, Hymenochaetales, Polyporales, *Schizopora*, taxonomy, Amazon.

1 CONTEXTUALIZAÇÃO

Os fungos constituem o grupo mais diverso dos eucariontes em ambiente terrestre depois dos insetos, com uma ampla distribuição geográfica. Apresentam um importante papel ecológico como saprotróficos, simbiote mutualistas e/ou parasitas e por serem decompositores naturais, participam praticamente de quase todas as transformações físicas ou químicas na natureza (Moore e Frazer, 2002; Mueller e Bills, 2004).

Há várias estimativas para a diversidade de fungos em nível global. Desde 1825, Fries estimou em 140 mil as espécies de fungos existentes. À medida que os estudos foram avançando, esta estimativa aumentou para valores entre 1.5 e 13.5 milhões (Lodge *et al.*, 1995; Lodge e Cantrel, 1995; Lodge, 2001). A proposta de Blackwell (2011) que existem cerca de 5,1 milhões de espécies de fungos é a mais aceita para os micologistas. Se esta estimativa estiver correta, o total de fungos descritos corresponde a 5%.

No Brasil não se conhece o exato número de espécies de fungos registradas. Porém, no Catálogo de Plantas e Fungos do Brasil, em processo de atualização, estão referidas cerca de 4.330 espécies (Maia e Carvalho-Júnior, 2010). No último levantamento realizado de fungos macroscópicos para a Amazônia, Gomes-Silva e Gibertoni (2009a) registraram 216 espécies, destes 161 são poroides. Os fungos poroides, são aqueles que apresentam a superfície himenial com poros ou quando o himenóforo se organiza em tubos independentemente da família na qual estão classificados (Gugliotta e Bononi, 1999). São conhecidos popularmente como orelhas de pau, cogumelos, orelhas de judeu, orelha de macaco e urupês (Sotão *et al.*, 2009). Estes fungos estão distribuídos em nove ordens da classe Agaricomycetes, inserida no filo Basidiomycota, apresentando cerca de 21.000 espécies (Kirk *et al.*, 2008).

Os fungos poroides podem ser cosmopolitas, ocupando vários ecossistemas, ou dependerem de vários fatores abióticos que podem ser limitantes espaciais para determinadas espécies (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 organismo e da

interação com outros organismos presentes no ecossistema (Tsuneda, 1982; Cooke e Whipps, 1993).

Em relação ao seu papel na natureza, esses fungos desempenham diferentes funções, atuando como decompositores de madeira, parasitando outros organismos ou participando igualmente de relações de simbiose com raízes (Hibbett, 2006). Contudo, a maioria das espécies é lignocelulolítica; isto é, capaz de degradar hemi-celulose, celulose e/ou lignina através de um complexo enzimático composto de celulases e ligninases a partir de materiais vegetais lenhosos (Holf *et al.*, 2004), desempenhando papel fundamental na ciclagem de nutrientes (Blackwell *et al.*, 2006). Dependendo das condições apresentadas pelo hospedeiro, determinadas espécies podem se tornar parasitas oportunistas e lignícolas facultativas, fixando-se ao substrato senescente ou doente e permanecendo até a morte do organismo, passando a desenvolver atividade decompositora (Maccheroni Jr. *et al.*, 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 (Hofrichter *et al.*, 1999; Pastore e Macedo, 2010; Silva e Esposito, 2010). Além disso, são empregados na indústria papelreira, atuando no fracionamento dos compostos da madeira, substituindo o emprego de substâncias químicas causadoras de poluição da água e também através da utilização de pigmentos em ensaios antioxidantes, de mutagênese, na resposta imune e na inibição do desenvolvimento de tumores (Durán *et al.*, 2010; Margalith, 1992)

Estudos com fungos poroides já foram realizados na Amazônia, mas de modo geral, o enfoque taxonômico da maioria dos estudos é baseado apenas nos caracteres morfológicos dos espécimes. Contudo, a posição taxonômica atual de alguns grupos de fungos poroides continua incerta devido a grande convergência dos caracteres morfológicos e a escassez de estudos moleculares (Abrahão *et al.*, 2009). Frente à limitação imposta pela identificação morfológica convencional relacionada a alguns gêneros, o uso de abordagens moleculares é imprescindível na determinação dos espécimes coletados.

Este trabalho teve como objetivos realizar um estudo taxonômico dos fungos poroides (Agaricomycetes) da FLONA do Amapá; analisar a riqueza dos fungos coletados; apresentar possíveis novas espécies e novos registros para o estado do Amapá, Amazônia e Brasil; e inferir as relações filogenéticas das espécies neotropicais gênero *Schizopora*.

Os resultados deste trabalho estão apresentados em três artigos: 1. Riqueza de fungos poroides em uma floresta ombrófila densa, Amapá, Brasil; 2 Validation of *Porogramme albocincta* and new records of fungi poroid (Agaricomycetes) from the Brazilian Amazonia; e 3. Morphological features and phylogenetic relationships in *Schizopora* Velen. inferred from mitochondrial and nuclear rDNA sequences.

Os artigos estão formatados de acordo com as normas das revistas para as quais serão submetidas à publicação. Entretanto, a numeração das páginas e as legendas estão padronizadas de acordo com as normas de apresentação de dissertação e tese da UFRA. As normas das revistas estão anexadas a este manuscrito (anexo 1 e 2).

REFERÊNCIAS

ABRAHAO, M.C.; GUGLIOTTA, A.M.; GOMES, E. 2009. Poróides (Basidiomycota) em fragmentos de mata no perímetro urbano de São José do Rio Preto, São Paulo, Brasil. **Revista Brasileira de Botânica**, 32: 427-440.

BLACKWELL, M.; HIBBETT, D.S.; TAYLOR, J.W.; SPATAFORA, J.W. 2006. Research coordination networks: a phylogeny for kingdom Fungi (Deep Hypha). **Mycologia**, 98: 829-837.

COOKE, R. C.; WHIPPS, J. M. 1993. **Ecophysiology of Fungi**. Oxford: Blackwell Scientific Publications, 337p.

DURÁN, N.; TEIXEIRA, M.F.S.; ESPOSITO, E. 2010. Pigmentos fúngicos e seu potencial biotecnológico. *In*: Esposito, E.; Azevedo, J. L. (Eds.) 2º edição revisada e ampliada. **Fungos uma introdução à biologia, bioquímica e biotecnologia**. Caxias do Sul, 638p.

GOMES-SILVA, A. C.; GIBERTONI, T. B. 2009c. Checklist of the aphyllphoraceous fungi Agaricomycetes) of the Brazilian Amazonia. **Mycotaxon**, 108:319-322.

HIBBETT, D. S. 2006. A phylogenetic overview of the *Agaricomycotina*. **Mycologia**, 98: 917–925.

HOFRICHTER, M.; ZIEGENHAGEN, D.; SORGE, S.; ULLRICH, R.; BUBLITZ, F.; FRITSHE, W. 1999. Degradation of lignite (low-rank coal) by ligninolytic Basidiomycetes and their manganese peroxidase system. **Applied Microbiology Biotechnology**, 52: 78-84.

HOLF, J.A.; KLOPFENSTEIN, N.B.; TONN, J.R.; MCDONALD, G.I.; ZAMBINO, P.J.; ROGERS, J.D.; PEEVER, T.L.; CARRIS, L.M. 2004. Roles of Woody Root-Associated Fungi. *In: Forest Ecosystem Processes: Recent Advances in Fungal Identification*. USDA Forest Service RMRS-RP-47, Rocky Mountain Research Station.

KIRK, P. M; CANNON, D. W; MINTER, D. W. 2008. **Dictionary of the Fungi**. Cab international, Wallingford tenth edition

LODGE, D.J.; CANTRELL, S. 1995. Fungal communities in wet tropical forests: variation in time and space. **Canadian Journal of Botany**, 73: 1391-1398.

LODGE, D.J. 2001. Diversidad Mundial y regional de hongos. *In: Hernandez, H.M., Aldrete, H.A.F., Alvarez, F., Ulloa, M. Enfoques contemporâneos para el estudio de la biodiversidad. Mexico Instituto de Biologia, UNAM: 291-304*

LODGE, D.J.; CANTRELL, S. 1995. Fungal communities in wet tropical forest: variation in time and space. *Canadian Journal Botany* 73: 1391-1398.

MACCHERONI JR, W; ARAÚJO, W. L; LIMA, A. O. S. Ecologia: habitat e interações fúngicas com plantas, animais, fungos e bactérias. 2010. *In: Esposito, E.; Azevedo, J. L. (Eds.) 2º edição revisada e ampliada. Fungos uma introdução à biologia, bioquímica e biotecnologia. Caxias do Sul, 638p.*

MAIA, L.C.; CARVALHO-JUNIOR, A. 2010. Catálogo de Plantas e Fungos do Brasil.

MARGALITH, P. Z. 1992. **Pigment microbiology**. Chapman Hall, New York, 176p.

MOORE, D.; FRAZER, L.A.N. 2002. **Essential Fungal Genetics**. New York: Springer.

MUELLER, G.M., BILLS, G.F. 2004. Introduction. *In: Mueller, G.M., Bills, G.F., Foster, M.S. (eds.) Biodiversity of Fungi – Inventory and monitoring methods. Amsterdam: Elsevier, Academic Press: 159-163.*

PASTORE, G. M.; MACEDO, G. A. Utilização de fungos na indústria de alimentos. 2010. *In*: Esposito, E.; Azevedo, J. L. (Eds.) 2º edição revisada e ampliada. **Fungos uma introdução à biologia, bioquímica e biotecnologia**. Caxias do Sul, 638p.

RYVARDEN, L. 1991. **Genera of Polypores: nomenclature and taxonomy**. Synopsis fungorum 5. Norway, Oslo, Fungiflora. 363 p.

SILVA, M.; ESPOSITO, E. O papel dos fungos na recuperação ambiental. 2010. *In*: Esposito, E.; Azevedo, J. L. (Eds.) 2º edição revisada e ampliada. **Fungos uma introdução à biologia, bioquímica e biotecnologia**. Caxias do Sul, 638p.

TSUNEDA, A. 1982. **Fungal Morphology and Ecology**. Mostly Scanning Electron Microscopy. Tokyo: Tokyo Press Co, 320p.

Capítulo 2

“Riqueza de fungos poroides em uma floresta ombrófila densa, Amazônia, Amapá, Brasil”

(artigo formatado segundo as normas do periódico Acta Amazônica)



**Riqueza de fungos poroides em uma Floresta ombrófila densa, Amazônia, Amapá,
Brasil**

Adriene Mayra da Silva SOARES¹, Priscila Sanjuan de MEDEIROS¹, Tatiana Baptista
GIBERTONI², Leif RYVARDEN³, Helen Maria Pontes SOTÃO¹

¹Museu Paraense Emílio Goeldi. Coordenação de Botânica. Avenida Perimetral, 1901,
Terra Firme, 66.077-530, Belém-PA. Telefone: +55(91) 32176087. E-mail:
adriene_soares@yahoo.com.br

²Universidade Federal de Pernambuco. Departamento de Micologia, Centro de Ciências
Biológicas. Avenida Prof. Nelson Chaves, s/n, 50.670-420, Recife-PE. Telefone:

³University of Oslo. Department of Botany. Blindern, N-0316, P. O. Box 1045, Oslo,
Norway

Riqueza de fungos poroides em uma Floresta ombrófila densa, Amazônia, Amapá, Brasil

Resumo

Com o intuito de investigar as espécies de fungos poroides de uma área de floresta ombrófila densa no Bioma Amazônia, na Floresta Nacional (FLONA) do Amapá, foram realizadas cinco coletas em 20 parcelas no sítio do Programa de Pesquisa de Biodiversidade da Amazônia (PPBio), nos períodos de julho e dezembro de 2009, junho de 2010, setembro de 2011 e junho de 2012. A identificação revelou a ocorrência de 96 espécies classificadas em sete famílias (Bondarzewiaceae, Ganodermataceae, Hymenochaetaceae, Meripilaceae, Meruliaceae, Polyporaceae e Schizoporaceae). Todas as espécies representam o primeiro registro para a FLONA do Amapá; 87 são novos registros para o estado do Amapá; *Wrightoporia tropicalis*, *Junghuhnia carneola*, *Junghuhnia subundata* e *Schizopora paradoxa* são novas para a Amazônia e *Grammothele setulosa*, *Perenniporia guyanensis*, *Perenniporia minutopora* são novos registros para o Brasil. Com base nos dados obtidos, a riqueza de espécies é uma das maiores riquezas encontradas para a Amazônia brasileira e ainda assim os estimadores de riqueza avaliam para as parcelas estudadas até 121 espécies, sugerindo que a riqueza pode aumentar com o esforço amostral. Este estudo amplia o conhecimento sobre a diversidade destes organismos e expande suas fronteiras geográficas para a Amazônia Brasileira.

PALAVRAS-CHAVE: Basidiomycota, Polyporales, diversidade.

Richness of poroid fungi from Floresta Nacional do Amapá, Brazil

Abstract

In order to investigate the fungal species belonging to poroid group in the Floresta Nacional do Amapá, five surveys were conducted in 20 plots at the site of the Programa de Pesquisa de Biodiversidade da Amazônia. Collections were carried out in periods of July and December 2009, June 2010, September 2011 and June 2012. The identification procedures revealed the occurrence of 96 species classified into seven families (Bondarzewiaceae, Ganodermataceae, Hymenochaetaceae, Meripilaceae, Meruliaceae, Polyporaceae and Schizoporaceae). All species represents the first record for the studied area, 87 are new records for the state of Amapá. *Wrightoporia tropicalis*, *Junghuhnia carneola*, *Junghuhnia subundata*, and *Schizopora paradoxa* are new to Amazon. *Grammothele setulosa*, *Perenniporia guyanensis*, and *Perenniporia minutopora* are new records to Brazil. This study revealed one of the greatest species richness revealed for Brazilian Amazon. Nevertheless, estimators of richness evaluated 121 species yet, suggesting that the values achieved may increase with sampling efforts. This study broadens our understanding of the diversity of these organisms and expands their geographic boundaries for the Brazilian Amazon.

KEYWORDS: Basidiomycota, Polyporales, diversity.

INTRODUÇÃO

Pela variedade de ecossistemas que abriga a Amazônia, caracterizada por uma notável riqueza de espécies e elevados índices de endemismos, além de apresentar um papel importante no cenário econômico e estratégico do Brasil (Capobianco *et al.* 2001; Mittermeier *et al.* 2003). A escassez de informações básicas sobre a distribuição da biodiversidade e poucas estratégias de conservação dos recursos naturais neste bioma é extremamente crítico (Ferreira 2005).

Existem cerca de 690 espécies de fungos registrados na Amazônia brasileira, destas 161 são de fungos poroides (Flora do Brasil 2013; Gomes-Silva e Gibertoni 2009). Estes fungos apresentam características anatômicas, fisiológicas, ecológicas e genéticas bastante diversas (Binder *et al.* 2005). Sua principal peculiaridade é o himenóforo tubular que, quando visto frontalmente, apresenta-se em forma de poros (Alexopoulos *et al.* 1996; Gugliotta e Bononi 1999).

A principal atividade ecológica destes organismos reside no modo de vida sapróbio, participando na ciclagem de nutrientes de diferentes ecossistemas através da degradação de lignina e celulose de substratos vegetais. Outras espécies podem ser parasitas (dependendo das condições ambientais), oportunistas ou parasitas facultativos, se instalando na árvore senescente ou doente, persistindo após a sua morte como sapróbios (Webster e Weber 2007). 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 (Hofrichter *et al.* 1999; Pastore e Macedo 2010; Silva e Esposito 2010).

Em ambientes florestais, alguns fatores são imprescindíveis para determinar a composição e distribuição deste grupo de fungos, tais como: umidade, temperatura, pluviosidade, tipos de solo e relevo (Lindblad 2000; Wright *et al.* 1993). Além disso, alguns autores sugerem que a idade da floresta, composição vegetal e o manejo de áreas florestais podem também influenciar na riqueza de espécies (Bills *et al.* 1986; Yamashita e Hiji 2006).

Estudos com fungos poroides são conhecidos para a Amazônia brasileira (Acre-Bononi 1992; Amazonas-Jesus 1995; Pará-Sotão *et al.* 1997, 2002; 2009, Martins-Junior *et al.* 2008; Rondônia-Capelari e Maziero, 1988, Gomes-Silva *et al.* 2009b). Apesar de o Amapá ser um dos estados mais bem preservados, com aproximadamente 69.500 km² de áreas de conservação (Porto e Brito 2005), a biodiversidade da sua micobiota ainda está subestimada frente aos poucos estudos realizados, principalmente relacionados aos fungos poroides (Sotão *et al.* 1991; Sotão *et al.* 2003). Diante dos poucos registros encontrados para Amazônia, justifica-se a importância de estudos de levantamento que possam ampliar o conhecimento da micobiota na região. Neste artigo, apresentamos uma lista com os fungos poroides da FLONA do Amapá, incluindo citação de descrição, material selecionado e comentários das espécies que são novas para a Amazônia e estimativas da riqueza destes fungos para área de estudo.

MATERIAL E MÉTODOS

Área de estudo

A FLONA do Amapá é uma unidade de conservação do bioma Amazônia, criada pelo decreto nº 96.630 (10 de abril de 1989) e ocupa uma área de 412.000 hectares (Figura 1), com uma cobertura vegetal predominantemente do tipo floresta ombrófila densa (Pereira *et al.* 2007). A unidade está localizada nos municípios de Porto Grande, Ferreira Gomes e Pracuúba, Tartaugalzinho e Calcone, cujas coordenadas para o local inventariado são 00° 57' 49.8" N e 51° 36' 31.3" W . Neste local foi implantado um sítio de estudo do PPbio.

Coleta de Dados

Foram realizadas cinco coletas nos períodos de julho e dezembro de 2009, junho de 2010, setembro de 2011 e junho de 2012, em 20 parcelas de 250 x 10m, com uma distância mínima de 500 m entre as parcelas. Amostras aleatórias também foram coletadas por encontro casual na área do PPBio, visando ampliar os estudos taxonômicos. A coleta das amostras de fungos macroscópicos seguiu os métodos de documentação e preservação citados por Fidalgo e Bononi (1989).

Para análise macroscópica, foram feitas anotações quanto à forma e cor da superfície himenial e abhimenial dos basidiomas, também do contexto, margem e tubos. A análise microscópica foi realizada através de medições do tamanho dos basidiósporos (além da observação de coloração e ornamentação), visualização do sistema hifálico e presença/ausência de estruturas estéreis. Para as observações microscópicas foram montadas lâminas em solução de KOH 3%, floxina 1% e reagente de Melzer, para observar as reações químicas dextrinóides e amiloides, seguindo as recomendações de Teixeira (1995). Também foi utilizada literatura especializada para a identificação e/ou confirmação das espécies tais como: Ryvarden e Johansen (1980), Furtado (1981) e

Ryvarden (1991, 2004). Os espécimes foram incorporados ao Herbário MG do Museu Paraense Emílio Goeldi.

Análise de dados

Curvas de acumulação de espécies para avaliar o esforço amostral foram obtidas com a função Mao Tau (Colwell *et al.* 2004), com intervalo de confiança de 95% utilizando o programa EstimateS 8.0 (Colwell, 2006). A riqueza de espécies foi avaliada através dos estimadores *Jackknife1* e *Chao 2* com auxílio do programa EstimateS 8.0 (Colwell 2006). Para a análise destes dados, foram consideradas somente as quatro primeiras coletas, visto que a última coleta não foi padronizada como as demais, tendo o objetivo de recoletar possíveis novos registros.

A frequência relativa dos fungos (F) foi calculada através da fórmula: $F = (n \times 100)/N$, (4)

Onde n é o número de espécimes de uma espécie de fungo e N é o número total de espécimes encontrados.

De acordo com trabalhos anteriores (LINDBLAD, 2000; HATTORI, 2005), foi estabelecido para este trabalho às seguintes classes de frequência:

$0,5 < F \leq 1,5\%$ rara;

$1,5 < F \leq 5\%$ ocasional;

$5 < F \leq 10\%$ freqüente;

$F > 10\%$ abundante.

Resultados e Discussão

Foram identificados 821 espécimes classificados em 96 espécies, 34 gêneros pertencentes a sete famílias de fungos poroides, nas ordens Hymenochaetales (Hymenochaetaceae e Schizoporaceae) e Polyporales (Bondarzewiaceae, Fomitopsidaceae, Ganodermataceae, Meripilaceae, Meruliaceae e Polyporaceae)

(Tabela 1). A família com o maior número de gêneros e espécies foi Polyporaceae (19 e 53, respectivamente), seguida de Hymenochaetaceae (5 e 16), Ganodermataceae (4 e 16) (Figura 2). Dentre os gêneros, *Amauroderma* foi o mais representado, com um total de 10 espécies.

As espécies que apresentaram a maior densidade foram *Ganoderma australe* (Fr.) Pat. (48), *Polyporus dictyopus* Mont. (45), *Polyporus leprieurii* Mont (34) e *Lenzites elegans* (Spreng.) Pat. (32), enquanto que *Amauroderma boleticeum* (Pat.&Gaillard) Torrend, *Coltricia barbata* Ryvardeen & de Meijer, *Phellinus merrillii* (Murrill) Ryvardeen, *Rigidoporus amazonicus* Ryvardeen, *Perenniporia contraria* (Berk. & M.A. Curtis) Ryvardeen, *Perenniporia guyanensis* Decock & Ryvardeen, *Perenniporia minutopora* Ryvardeen & Decock e *Polyporus arcularius* (Batsch) Fries foram registradas apenas uma vez durante todo o período de coleta. Cerca de 72% das espécies foram consideradas raras, 22% foram ocasionais e apenas 2,2 % foram consideradas frequentes duas foram consideradas indicando que possam ser espécies raras encontradas na FLONA do Amapá. Esse grande número de espécies raras já vem sendo encontrado em vários trabalhos (Lindblad, 2001; Gibertoni *et al.* 2007; Gibertoni 2008) em florestas tropicais. Todavia, ainda não está claro porque isso ocorre. Para Gilbert, Ferrer e Caranza (2002) este fenômeno pode ser justificado pela especificidade destes fungos por seu substrato, uma vez que já se observou que as espécies mais comuns são generalistas em sua escolha.

A ocorrência de espécies pouco comuns ou raras também foi observada por pesquisas realizadas por Lindblad (2001); Gibertoni *et al.* (2007); Gibertoni (2008).

A riqueza encontrada na FLONA do Amapá é uma das maiores registradas para a região norte do país e bem maior quando comparada aos dados de Sotão *et al.* (1991), que apresentaram 20 táxons de fungos poroides para a ilha de Maracá também neste estado, é maior que a riqueza de fungos poroides na FLONA de Caxiuanã (PA), para onde Sotão *et al.* (2009) registraram 87 espécies deste grupo em coletas realizadas em aproximadamente 10 anos e também se comparada à pesquisa de Jesus (1995), a qual identificou 75 espécies destes fungos em Manaus (AM). Entretanto, a riqueza foi igual aos estudos de Gibertoni (2008), na FLONA de Caxiuanã. Os estimadores de riqueza Chao 1, Chao 2, Jacknife 1 e Jacknife 2 avaliaram até 121 espécies para as parcelas estudadas, significando que estes números ainda poderão aumentar (Figura 3).

Mesmo diante da elevada riqueza encontrada, a curva de acumulação de espécies não atingiu uma assíntota (Figura 4). O mesmo aconteceu em outros estudos em florestas tropicais (Gibertoni 2008; Ferrer e Gilbert 2003; Lindblad 2001), mostrando a necessidade de mais amostragens para o melhor conhecimento da diversidade de espécies de fungos poroides na área estudo. O mesmo não aconteceu em um estudo realizado em florestas boreais por Heilmann-Clausen e Christensen (2004), os quais obtiveram curvas estáveis tanto para fungos poroides como para corticióides.

Todas as espécies representam o primeiro registro para a FLONA do Amapá, 87 são novos registros para o estado do Amapá, quatro são novas para a Amazônia e três para o Brasil. As possíveis novas espécies (4) serão apresentadas separadamente deste estudo.

A seguir estão listadas em ordem alfabética as espécies que representam novos registros para a Amazônia e Brasil com dados relacionados à distribuição geográfica,

substrato e uma breve discussão sobre a morfologia das espécies. Os novos registros estão assinalados com um asterisco para a Amazônia e dois asteriscos para o Brasil.

***Grammothele setulosa* (Henn.). Ryvarden, in Ryvarden & Johansen, *Prelim. Polyp. Fl. E. Afr.* (Oslo): 45 (1980).

≡ *Poria setulosa* Henn., *Bot. Jb.* 28: 321 (1900)

Descrição: Ryvarden e Johansen (1980).

Material selecionado: Brasil. Amapá: Floresta Nacional do Amapá, 12/ IX/ 2012, Sotão *et al.* 2009-223 (MG).

Distribuição geográfica: Pantropical (Ryvarden *et al.* 1982).

Substrato: Madeira em decomposição (Ryvarden e Johansen 1980).

Comentários: A espécie é facilmente reconhecida pelas hifas em forma de seta que saem dos poros, pela cor azul de seu basidioma e pela reação dextrinoide das hifas na presença de KOH. Poros 0.5-2 por mm e basidiósporos cilíndricos, hialinos de parede fina 11-17 x 3-4.5 μm (Ryvarden e Johansen 1980). O espécime analisado apresentou basidiósporos menores (7.5-8.75x 2.5-3.75 μm).

**Junghuhnia carneola* (Bres.) Rachjenb *Rev. Invest. Agro. INPA* 19, no1:45, 1984

≡ *Poria carneola* Bres. *Hedwigia*, 35:282, 1896

Descrição: Ryvarden e Johansen (1980).

Material selecionado: Brasil. Amapá: Floresta Nacional do Amapá, 12/ IX/ 2012, Sotão *et al.* 2009-357 (MG).

Distribuição geográfica: Pantropical, muito comum na África e conhecida para a América Subtropical e Tropical (Ryvarden e Johansen 1980). No Brasil é reconhecida para os estados do Paraná, Santa Catarina e Rio grande do Sul (Westphalen 2012).

Substrato: Em madeira morta de muitos gêneros de plantas (Mycobank 2012).

Comentários: A espécie é facilmente reconhecida pelo basidioma amarelo cítrico a verde-limão quando fresco, tornando-se marrom escuro quando seca, pela presença de hifas encrustadas de parede espessa, além de hifas esqueléticas amarelas em KOH (Ryvarden e Johansen 1980). No espécime analisado, o basidioma tornou-se levemente esbranquiçado após a desidratação, provavelmente porque o fungo foi coletado ainda jovem.

**Junghuhnia subundata* (Murrill.) Ryv. –Syn Fungorum 23: 45.

≡*Poria subundata* Murr. Mycologia 13:86, 1921.

Descrição: Westphalen *et al.* 2012

Material selecionado: Brasil. Amapá: Floresta Nacional do Amapá, 12/ IX/ 2011, Soares, A. M. M198 (MG).

Distribuição geográfica: Pantropical. Espécimes Neotropicais tem sido encontrados na Costa Rica, Porto Rico e Panamá. No Brasil se tem registro apenas para o Rio Grande do Sul (Westphalen *et al.* 2012).

Substrato: Madeira em decomposição (Westphalen *et al.* 2012).

Comentários: A espécie é reconhecida pelo basidioma creme, poros extremamente

pequenos (7-9 por mm); esporos muito pequenos, subglobosos a elipsoides, 2.5-3 x 2-2.5 μm , hialinos e de parede fina. Apresentam dois tipos de cystídios: a) himenial ventricoso; b) tramal encrustado.

*****Perenniporia guyanensis*** Decock & Ryvarden :21, 2011 [MB#519733.

Descrição: Mycobank (2012).

Material Selecionado: **Brasil. Amapá:** Floresta Nacional do Amapá, 12/ IX/ 2011, Soares, A. M08.

Distribuição Geográfica: Conhecida para a localidade tipo, na Guiana (Decock & Ryvarden, 2001).

Substrato: Madeira em decomposição (Decock e Ryvarden 2011)

Comentários: *Perenniporia guyanensis* apresenta basidioma ressupinado e de coloração creme a bege, poros redondos 8-9 por mm, basidiósporos ovoides levemente dextrinóides 5-5,5 (6.0) x 3.5-5 μm (Mycobank 2012). As hifas esqueléticas são extremamente finas 1.25-3 e dextrinóides. No espécime analisado, os poros apresentaram 6-9 por mm e basidiósporos elípticos a ovoides 3.75-6.0.x 2.5-5 μm .

*****Perenniporia minutopora*** C. Decock & Ryvarden Mycologia 92:356, 1999.

Descrição: Decock e Ryvarden (1999).

Material selecionado: **Brasil. Amapá:** Floresta Nacional do Amapá, 12/ IX/ 2012, Soares, A. M136.

Distribuição Geográfica: Conhecida apenas para a Guiana (localidade tipo) (Decock e Ryvarden 1999).

Substrato: Madeira em decomposição (Decock e Ryvarde 1999).

Comentários: A espécie é caracterizada pela superfície dos poros marrom brilhante cinza pálido, poros pequenos (6 a 7 por mm), basidiósporos pequenos, elípticos a ovoides, truncados com um poro germinativo no ápice (3.75-5x 2.5-3.75 µm). Hifas esqueléticas do tipo arboriformes-conectivas de parede espessa com um distinto lúmen (2.5-3.5 µm), negativa em reagente de Melzer (Decock e Ryvarde 1999).

**Schizopora paradoxa* (Scharad.) Langer & Vesterh., in Knudsen & Hansen, *Nordic J Bot.* 16 (2): 211 (1996).

≡*Hydnum paradoxum* Scharad. Spil. FL. Germ. 1: 179, 1794.

Descrição: Ryvarde e Johansen (1980).

Material selecionado: Brasil. Amapá: Floresta Nacional do Amapá, Grade do PPBio, 12/ IX/ 2012, Soares, A. M54.

Distribuição geográfica: Cosmopolita (Ryvarde e Johansen 1980). No Brasil, está citada para os estados de Alagoas, Paraíba, Pernambuco, São Paulo, Santa Catarina e Rio Grande do Sul (Gugliotta *et al.* 2013).

Substrato: Madeira em decomposição (Gilbertson e Ryvarde 1987).

Comentários: A superfície creme com poros (2-3 por mm) irregulares, sistema hifálico dimítico, hifas espessadas e frequentemente incrustadas são características diagnósticas da espécie. Porém, pode ser confundida com *S. flavipora* (Berk. & M.A. Curtis ex

Cooke) Sheng H. Wu, devido à cor da superfície himenial superfície himenial, mas é separada pela quantidade de poros (3-5 por mm) e basidiósporos ligeiramente mais largos (3.5-5 x 2.5-3.5 μm) (Gilbertson e Ryvarden 1987). Entretanto, alguns espécimes apresentam morfologia muito variável, o que dificulta a determinação das espécies.

Wrightoporia tropicalis (Cooke) Ryvarden :619, 1980 [MB#116148].

≡ *Fomes tropicalis* Cooke :22, 1886 [MB#190974].

Descrição e Ilustração: Ryvarden e Johansen (1980).

Distribuição geográfica: Neotropical. Da América Central até a América do Sul (Ryvarden e Johansen 1980). No Brasil, está referida apenas para o Rio Grande do Sul (Gugliotta *et al.* 2012).

Substrato: Em madeira em decomposição (Ryvarden e Johansen 1980).

Material selecionado: **BRASIL. Amapá:** Porto Grande, Floresta Nacional do Amapá, 08/ VI/ 2010, Sotão *et al.* 2010-276 (MG).

Comentários: A espécie é reconhecida pela superfície do poro cinza a marrom pálido, poros 6-8 por mm, basidiósporos elipsoides 3.25-4 x 1.25-2.5 μm , cianofílicos em reagente de Melzer. Macroscopicamente é semelhante a *W. gloeocystidiata*, mas é separada pela ausência do gloeocistídio (Ryvarden e Johansen 1980).

Os resultados deste estudo representam um incremento ao conhecimento dos fungos poroides no estado do Amapá, ampliando a distribuição geográfica destes fungos e oferecendo uma contribuição para futuros estudos que poderão ser utilizados na

elaboração do plano de manejo da FLONA do Amapá, como indicadoras para a preservação.

AGRADECIMENTOS

Os autores agradecem à Pós-graduação em Ciências Biológicas-Botânica Tropical , Museu Paraense Emílio Goeldi e Universidade Federal Rural da Amazônia (UFRA) pela infraestrutura para a realização deste trabalho, ao ICMBio e IBAMA pela licença e apoio durante as coletas na área de estudo. Programa de Pesquisa em Biodiversidade da Amazônia (PPBio) e ao INCT – Herbário Virtual de Plantas e Fungos (573883/2008-4) pelo financiamento desta pesquisa. Também ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq) pela bolsa de mestrado de Adriene Soares.

BIBLIOGRAFIA CITADA

Alexopoulos, C.J.; Mims, C.W.; Blackwell, M. 1996. *Introductory Mycology*. 2 ed.

John Wiley, New York, 1996.

Bills, G. F.; Holtzman, G. I.; Miller-JR. O.K. 1986. Comparison of ectomycorrhizal-

basidiomycete communities in red spruce versus northern hardwood forests of West

Virginia. *Canadian Journal of Botany*, 64: 760– 768.

Bononi, V. L. R. 1992. Fungos macroscópicos de Rio Branco, Acre, Brasil. *Hoehnea*,

19: 31-37.

- Campos, E.L., Cavalcanti, M.A.Q. 2000. Primeira ocorrência de *Phellinus mangrovicus* (Imaz.) Imaz. para o Brasil. *Acta Botânica Brasílica*, 14: 263-265.
- Campos, E. L.; Sotão, H. M. P.; Cavalcanti, M.A.Q.; Luz, A. B. 2005. Basidiomycetes de Manguezais da APA de Algodual-Maiandeuá, Pará, Brasil. *Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi*, 1: 141-146.
- Colwell, R. K. 2006. EstimateS: statistical estimation of species richness and shared species from samples.
- Colwell, M. A.; Millett, J. J.; Meyer, S. J.; Hurley, A.; Hoffmann, Z.; Nelson, C.; Wilson, S. E.; Mcallister, K. G.; Ross, R. R. 2004. Snowy Plover breeding in coastal northern California. *MRB Research*, 15: 26-49.
- 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.
- Capobianco, J. P. R.; Veríssimo, A.; Moreira, A.; Sawyer, D.; Santos, I. P.; Pinto, L. P. 2001. *Biodiversidade na Amazônia brasileira: avaliação e ações prioritárias para a conservação, uso sustentável e repartição de benefícios*. Estação Liberdade: Instituto Sócio ambiental, São Paulo.
- Ferreira, L. V.; Venticinque, E.; Almeida, S. 2005. O desmatamento na Amazônia e a importância das áreas protegidas. *Estudos Avançados*, 19: 157-168.
- Ferrer, A.; Gilbert, G. S. 2003. Effect of tree host species on fungal community composition in a tropical rain forest in Panama. *Divers. Distrib*, 9: 455-468.
- Fidalgo, O.; Bononi, V.L. 1989. *Guia de coleta, preservação e herborização de material botânico*. Instituto de Botânica, São Paulo. 1989. 62 p

Lista das espécies da Flora do Brasil 2013. Disponível em :

<http://floradobrasil.jbrj.gov.br/2012>. Acesso em: 28 de dezembro de 2012.

Furtado, J. S. Taxonomy of *Amauroderma* (Basidiomycetes, Polyporaceae). 1981.

Memoirs of the New York Botanical Garden, 34: 1-109.

Gibertoni, T.B.; Santos, P. J. P.; Cavalcanti, M. A. Q. 2007. Ecological aspects of *Aphylophorales* in the Atlantic rain forest in northeast Brazil. *Fungal Diversity*, 25: 49-67.

Gibertoni, T. B. 2008. Polyporoid fungi (Agaricomycetes, Basidiomycota) in the Estação Científica Ferreira Penna (State of Pará, Brazilian Amazonia): diversity and ecological aspects. *Scientifica Acta*, 2: 70-74.

Gilbertson, R. L.; Ryvardeen, L. 1987. North American Polypores. v.2. Fungiflora, Oslo, 1987, 291p.

Gomes-Silva, A. C.; Gibertoni, T. B. 2009. Checklist of the aphylophoraceous fungi (Agaricomycetes) of the Brazilian Amazonia. *Mycotaxon*, 108: 319-322.

Gomes-silva, A. C.; Ryvardeen, L.; Gibertoni, T. B. 2009. New and interesting species of Hymenochaetaceae from the Brazilian Amazonia. *Mycological Progress*, 8: 273-279.

Gugliotta, A. M.; Bononi, V. L. R. 1999. Polyporaceae do Parque Estadual da Ilha do Cardoso, São Paulo, Brasil. *Boletim do Instituto de Botânica*, 12: 1-112.

Gugliotta, A. M.; Abrahão, M.C.; Gibertoni, T. B. 2012. Polyporales in Lista de espécies da Flora do Brasil. Jardim Botânico do Rio de Janeiro. Disponível em: <http://floradobrasil.jbrj.gov.br/2012/FB125480>. Acesso em: 30/09/2012.

Heilmann-Clausen, J.; Christensen, M. 2004. Does size matter? On the importance of various dead wood fractions for fungal diversity in Danish beech forests. *Forest*

Ecology and Management, 201:105-117.

Hofrichter, M.; Ziegenhagen, D.; Sorge, S.; Ullrich, R.; Bublitz, F.; Fritsche, W. 1999.

Degradation of lignite (low-rank coal) by ligninolytic Basidiomycetes and their manganese peroxidase system. *Applied Microbiology Biotechnology*, 52: 78-84.

Jesus, M. A. 1995. Contribution to the Knowledge of wood-rotting fungi in Brazil.

Ocorrence and distribution of fungi on different substrates from the Manaus region, Amazonas state. *Paper prepared for the 26th Annual Meeting Helsingør, Denmark*. p. 1-21.

Martins-Júnior, A. S.; Gibertoni, T. B.; Sotão, H.M.P. 2008. *Diplomitoporus*

allantoporus (Basidiomycetes): a new record to Brazil. *Mycotaxon*, 106:195-198.

Mittermeier, R. A.; Mittermeier, C. G.; Brooks, T.M.; Pilgrim, J. D.; Konstant, W. R.;

Fonseca, G. A. B.; Kormos, C. 2003. Wilderness and Biodiversity Conservation. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 10018: 10309-10313

Lindblad, I. 2000. Host specificity of some wood-inhabiting fungi in a tropical forest.

Mycologia, 92: 399–405.

Lindblad, I. 2001. Diversity of poroid and some corticoid wood-inhabiting fungi along

the rainfall gradient in tropical forests, Costa Rica. *Journal of Tropical Ecology*, 17: 353 – 369.

Pastore, G. M.; Macedo, G. A. 2010. Utilização de fungos na indústria de alimentos. In:

Esposito, E.; Azevedo, J. L. (Eds.) *Fungos uma introdução à biologia, bioquímica e biotecnologia*. 2º edição revisada e ampliada. Caxias do Sul, Rio Grande do Sul, 681p.

- Pereira, L.A.; Sena, K.S.; Santos, M.R.; Costa Neto, S.V. 2007. Aspectos florísticos da FLONA do Amapá e sua importância na conservação da biodiversidade. *Revista Brasileira de Biociências*, 5: 693 – 695.
- Porto, J.L.R.; Brito, D.M.C. 2005. A formação territorial e gestão ambiental no estado do Amapá. In: *Encontro de Geógrafos da América Latina*. 10. São Paulo, Universidade de São Paulo.
- Ryvarden, L.; Johansen, I. 1980. *A preliminary Polypore Flora of East Africa*. Fungiflora. Oslo, 1980, 636 p.
- Ryvarden, L.; Wright, J.E.; Rajchenberg, M. Megasporoporia, a new genus of resupinate polypores. *Mycotaxon* 16: 172-182.
- Ryvarden, L. 1991. Genera of Polypores: nomenclature and taxonomy. Synopsis fungorum Oslo, 1991, 363p.
- Ryvarden, L. 2004. *Neotropical Polypores. Part 1*. Synopsis Fungorum Oslo, 2004, 229 p.
- Silva, M.; Esposito, E. O papel dos fungos na recuperação ambiental. In: Esposito, E.; Azevedo, J. L. (Ed.) *Fungos uma introdução à biologia, bioquímica e biotecnologia*. 2ª edição revisada e ampliada. Caxias do Sul, Rio Grande do Sul, 681p.
- Sotão, H. M. P.; Bononi, V. L. R.; Figueiredo, T. S. 1991. *Basidiomycetes de manguezais da Ilha de Maracá, Amapá, Brasil*. *Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi, série botânica*, 7: 109-114.
- Sotão, H.M.P., Hennen, J.F., Gugliotta, A.M., Melo, A.O., Campos, E.L. 1997. Os fungos – Basidiomycotina. In: Lisboa, P.L.B. (Ed.). *Caxiuanã*. Museu Paraense Emílio Goeldi, Belém, Pará 679p.

- Sotão, H. M. P.; Campos, E. L.; Costa, S. P. S. E.; Melo, A.O.; Azevedo, J.C. 2002. Basidiomycetes macroscópicos de manguezais de Bragança, Pará, Brasil. *Hoehnea*, 293: 215-224.
- Sotão, H.M.P.; CAMPOS, E.L.; Gugliotta, A.M., Costa, S.P.S.E.C. 2003. *Fungos macroscópicos: Basidiomycetes*. In: Fernandes, M. E. B. (Ed.). *Os manguezais da costa norte brasileira*. Fundação Rio Bacanga, Maranhão
- Sotão, H.M.P., T. B. Gibertoni, R. Maziero, I. Baseia, P. S. Medeiros, A. Martins-Júnior, and M. Capelari. 2009. Fungos macroscópicos da Floresta nacional de Caxiuanã, Pará, Brasil: Basidiomycota (Agaricomycetes). In: Lisboa P. L. B. (Ed). *Caxiuanã: Desafios para conservação de uma Floresta Nacional na Amazônia*. Museu Paraense Emílio Goeldi. Belém, Pará pp 383-396
- Yamashita, S.; Hattori, T.; Momose, K.; Nakagawa, M.; Aiba, M.; Nakashizuka, T. 2008. Effects of Forest Use on Aphyllophoraceous Fungal Community Structure in Sarawak, Malaysia. *Biotropica*, 40: 354–362.
- Westphalen, M. C.; Reck, M. A.; Silveira, R. M. B. 2012. The genus *Junghuhnia* in Brazil. *Nova Hedwigia*, 94: 209-220.
- Webster, J.; Weber, R. W. S. 2007. *Introduction to fungi*. 5rd edition. Cambridge, 841p.
- Wright, J.E., Blumenfeld, S.N. 1984. New South American species of *Phellinus* (*Hymenochaetaceae*). *Mycotaxon*, 21: 413-425.

TABELAS

TABELA 1 – Espécies identificadas de fungos poroides por família da FLONA do Amapá (novos registros para Amapá*, Amazônia• e Brasil♦).

Família/Espécies	Distribuição no Brasil
Bondarzewiaceae Kotl. & Pouzar	
<i>Wrightoporia tropicalis</i> (Cooke) Ryvarden•	RS (Gugliotta <i>et al.</i> 2012).
Fomitopsidaceae Jülich	
<i>Fomitella supina</i> (Sw.) Murril*	PR, SC, RS, SP, PB, PE, BA, AL, SE, PA (Gugliotta <i>et al.</i> 2012).
<i>Fomitopsis cupreorosea</i> (Berk.) J. Carranza & Gilb.*	RS, PR, MT, BA, AL, SE (Gugliotta <i>et al.</i> 2012).
Ganodermataceae Donk	
<i>Amauroderma boleticeum</i> (Pat.&Gaillard) Torrend*	MT, BA, PA, RO (Gugliotta <i>et al.</i> 2012).
<i>Amauroderma calcigenum</i> (Berk.) Torrend*	PA, AM, MT, GO, BA, SE, SP, RJ, SC, RS (Gugliotta <i>et al.</i> 2012).
<i>Amauroderma camerarium</i> (Berk.) J.S. Furtado*	PA, AM, MT, PE, BA, SE, RJ, SC, RS (Gugliotta <i>et al.</i> 2012).
<i>Amauroderma exile</i> (Berk.)Torrend *	PA, AM, PE, BA, SE, MT, RJ, SC, RS (Gugliotta <i>et al.</i> 2012).
<i>Amauroderma intermedium</i> (Bres.&Pat.) Torrend*	PA, AM, PE, BA, SP, RJ, PR, SC (Gugliotta <i>et al.</i> 2012).
<i>Amauroderma omphalodes</i> (Berk.) Torrend*	PA, AM, RO, MT, PE, BA, AL, SE, MG, SP, RJ, PR, SC (Gugliotta <i>et al.</i> 2012).
<i>Amauroderma partitum</i> (Berk.)Wakef.*	RR, AM, RO, PB, PE (Gugliotta <i>et al.</i> 2012).
<i>Amauroderma praetervisum</i> (Pat..)Torrend*	PA, PB, PE, BA, MT, RJ, PR (Gugliotta <i>et al.</i> 2012).

Tabela 1: continuação

Família/Espécie	Distribuição geográfica no Brasil
<i>Amauroderma shombugkii</i> (Mont.&Berk.) Torrend*	PA, AM, RO, MT, PE, BA, SE, SP, RJ, PR, RS (Gugliotta <i>et al.</i> 2012).
<i>Amauroderma sprucei</i> (Pat.)Torrend *	PA, AM, MT, PE, SE, MG, SP, RJ, RS (Gugliotta <i>et al.</i> 2012).
<i>Ganoderma australe</i> (Fr.) Pat.	PA, AM, RO, AP, PE, BA, MG, SP, RJ, PR, SC, RS (Gugliotta <i>et al.</i> 2012).
<i>Ganoderma multiplicatum</i> (Mont.) Pat.*	RR, PA, AM, RO, AL, SP, RJ, SC (Gugliotta <i>et al.</i> 2012).
<i>Ganoderma stipitatum</i> Murril	PA, AM, RO, PB, PE, AL, RJ, PR, RS (Gugliotta <i>et al.</i> 2012).
<i>Haddowia longipes</i> (Lév.) Steyaert*	PA (Gugliotta <i>et al.</i> 2012).
<i>Humphreya coffeata</i> (Berk.) Steyaert*	PA, AM, BA, SP, PR, SC (Gugliotta <i>et al.</i> 2012).
Hymenochaetaceae Donk	
<i>Coltricia barbata</i> Ryvardeen & de Meijer*	PA, PR (Gugliotta <i>et al.</i> 2012).
<i>Coltricia hamata</i> (Romell) Ryvardeen *	RR, AM, PA, MT (Gugliotta <i>et al.</i> 2012).
<i>Cyclomyces iodinus</i> (Mont.) Pat. *	
<i>Fulvifomes dependens</i> (Murrill) Murrill, Mikol *	AM, PE, RS (Gugliotta <i>et al.</i> 2012).
<i>Fulvifomes grenadensis</i> (Murrill) Murrill *	RN, PE, BA, RJ, PR, SC (Gugliotta <i>et al.</i> 2012).
<i>Fulvifomes merrillii</i> (Murrill) Baltazar & Gibertoni *	PA, RO, TO, PE, BA, PR (Gugliotta <i>et al.</i> 2012).
<i>Fulvifomes rimosus</i> (Berk.) Fiasson & Niemelä *	PI, RN, PB, PE, ES, SP, RS (Gugliotta <i>et al.</i> 2012).
<i>Fulvifomes fastuosus</i> (Lév.) Bondartseva & S. Herrera, Mikol *	AM, RR, RO, PA, MA, RN, PB, PE, BA, AL, MT, PR, SC, RS (Gugliotta <i>et al.</i> 2012).

Tabela 1: continuação

Famílias/Espécies	Distribuição geográfica no Brasil
<i>Fulvifomes umbrinellus</i> (Bres.) Y.C. Dai *	RN, PE, BA, AL, SE, SP, PR, SC, RS (Gugliotta <i>et al.</i> 2012).
<i>Fuscoporia gilva</i> (Schwein.) T. Wagner & M. Fisch.	RR, AP, PA, AM AC, RO, RN, PB, PE, AL, BA, SE, MT, SP, RJ, PR, SC, RS (Gugliotta <i>et al.</i> 2012).
<i>Phellinus baccharidis</i> (Pat.) Pat.*	PA, AC, PI, RN, PB, PE, AL, BA (Gugliotta <i>et al.</i> 2012).
<i>Phellinus calcitratus</i> (Berk. & M.A. Curtis) Ryvardeen*	PA, AM, RO, PE, BA, RS (Gugliotta <i>et al.</i> 2012).
<i>Phellinus griseoporus</i> D.A. Reid*	PA, RO (Gugliotta <i>et al.</i> 2012).
<i>Phellinus undulatus</i> (Murrill) Ryvardeen*	PA, AL, SC (Gugliotta <i>et al.</i> 2012).
<i>Phylloporia spathulata</i> (Hook.) Ryvardeen*	AP, PA, AM, RO, PE, PB, BA, MG, SP (Gugliotta <i>et al.</i> 2012).
Meripilaceae Jülich	
<i>Rigidoporus amazonicus</i> Ryvardeen*	PA, AM, SC (Gugliotta <i>et al.</i> 2012).
<i>Rigidoporus biokoensis</i> (Bres. ex Lloyd) Ryvardeen*	PE, AL, SE (Gugliotta <i>et al.</i> 2012).
<i>Rigidoporus lineatus</i> (Pers.) Ryvardeen	AP, PB, BA, AL, SP, PR, SC, RS (Gugliotta <i>et al.</i> 2012).
<i>Rigidoporus microporus</i> (Sw.) Overeem*	RR, AP, AM, AC, RO, PB, PE, BA, AL, SP, PR, SC, RS (Gugliotta <i>et al.</i> 2012).
<i>Rigidoporus ulmarius</i> (Sowerby) Imazeki*	SP, PR, SC, RS (Gugliotta <i>et al.</i> 2012).
Meruliaceae Rea	
<i>Flaviporus hydrophilus</i> (Berk. & M. A. Curtis) Ginns*	AL, SP, PR (Gugliotta <i>et al.</i> 2012).

Tabela 1: continuação

Famílias/Espécies	Distribuição geográfica no Brasil
Meruliaceae Rea	
<i>Flaviporus liebmannii</i> (Fr.) Ginns*	PA, AM, RO, SP, PR, SC, RS
<i>Junghuhnia carneola</i> (Bres.) Rajchenb•	PR, SC, RS (Westphalen <i>et al.</i> 2012).
<i>Junghuhnia subundata</i> (Murrill) Ryvarden•	RS (Westphalen <i>et al.</i> 2012).
Polyporaceae Corda	
<i>Abundisporos rosealbus</i> (Jung.)Ryvaden*	PA, AC, RO, BA, PR, SC (Gugliotta <i>et al.</i> 2012).
<i>Coriolopsis brunneoleuca</i> (Berk.) Ryvarden*	PA (Nogueira-Melo <i>et al.</i> 2012)
<i>Coriolopsis cf. byrsina</i> (Mont.) Ryvarden*	RR, AM, AC, RO, MT, SC, RS (Nogueira-Melo <i>et al.</i> 2012)
<i>Coriolopsis caperata</i> (Berk.) Murril	AC, AM, AP, PA, RO, RR, AL, BA, PB, PE, SE, MT, MG, RJ, SP, PR, SC, RS (Nogueira-Melo <i>et al.</i> 2012)
<i>Coriolopsis floccosa</i> (Jungh.) Ryvarden	AC, AM, AP, PA, RO, RR, AL, BA, PB, PE, SE, MT, RJ, SP, PR, SC, RS (Nogueira-Melo <i>et al.</i> 2012)
<i>Coriolopsis psila</i> (Lloyd) Ryvarden*	RR, AM, RO, BA (Nogueira-Melo <i>et al.</i> 2012)
<i>Dichomitus amazonicus</i> Gomes-Silva, Ryvarden & Gibertoni*	AM (Gomes-Silva <i>et al.</i> 2012)
<i>Dichomitus cavernulosus</i> (Berk.) Masuka & Ryvarden*	PA, RN, BA, AL, PE, SE, SP, PR, SC, RS
<i>Earliella scabrosa</i> (Pers.) Gilb. & Ryvarden	RR, AP, PA, AM, AC, RO, PB, PE, BA, AL, SP, PR, SC (Gomes-Silva <i>et al.</i> 2012)
<i>Echinochaete brachypora</i> (Mont.) Ryvarden*	PA, PB, BA, AL, PR, SC, RS (Gugliotta <i>et al.</i> 2012).

Tabela 1: continuação

Família/Espécies	Distribuição no Brasil
Polyporaceae Corda	
<i>Fomes fasciatus</i> (Sw.) Cooke*	PA, RR, PI, RN, PB, PE, BA, AL, SP, SC (Gugliotta <i>et al.</i> 2012).
<i>Grammothele fuligo</i> (Berk. & Broome) Ryvardeu*	PA, RR, SC, RS (Gugliotta <i>et al.</i> 2012).
<i>Grammothele lineata</i> Berk. & MA Curtis*	RR, PE, AL, SP, SC, RS (Gugliotta <i>et al.</i> 2012).
<i>Grammothele subargentea</i> (Speg.) Rajchenb*	RR, AL, PB, PE, SP, PR, RS, SC (Gugliotta <i>et al.</i> 2012).
<i>Grammothele setulosa</i> (Henn.) Ryvardeu♦	
<i>Hexagonia hydnoidea</i> (Sw.) M Fidalgo	AM, AP, PA, RO, MA, RN, AL, BA, PB, PE, SE, MT, MS, ES, SP, RJ, PR, SC, RS (Gugliotta <i>et al.</i> 2012).
<i>Hexagonia papyracea</i> Berk.*	RR, PA, AM, RN, PB, PE, AL, BA, MG, ES, SP, RJ, PR, SC, RS (Gugliotta <i>et al.</i> 2012).
<i>Lenzites elegans</i> (Spreng.) Pat.	PA, AM, RO, PE, BA, MT, SP, PR, SC, RS (Gugliotta <i>et al.</i> 2012).
<i>Microporellus delbatus</i> (Berk. & MA Curtis) Murril*	PA, AM, RO, SC (Gugliotta <i>et al.</i> 2012).
<i>Microporellus obovatus</i> (Jungh.) Ryvardeu*	PA, AM, RO, RN, PB, PE, AL, BA, SE, SP, PR, SC, RS (Gugliotta <i>et al.</i> 2012).
<i>Nigrofomes melanoporus</i> (Mont.) Murril*	RR, PA, RO, PB, PE, AL, BA, SP, PR
<i>Nigroporus rigidus</i> Ryvardeu*	PA (Gugliotta <i>et al.</i> 2012).
<i>Nigroporus vinosus</i> (Berk.) Murril	AP, AC, RO, RN, PB, PE, MT, SC, RS (Gugliotta <i>et al.</i> 2012).

Tabela 1: continuação

Famílias/Espécies	Distribuição geográfica no Brasil
Polyporaceae Corda	
<i>Perenniporia aurantiaca</i> (A. David & Rajchenb)* Decock & Ryvarden	PA, PB, PE, AL, SE (Gugliotta <i>et al.</i> 2012).
<i>Perenniporia contraria</i> (Berk. & M.A. Curtis) Ryvarden*	PA, PE, PR, SC (Gugliotta <i>et al.</i> 2012).
<i>Perenniporia cremeopora</i> Decock & Ryvarden*	PA (Gugliotta <i>et al.</i> 2012).
<i>Perenniporia inflexibilis</i> (Berk.) Ryvarden*	RR, PA, AM, BA (Gugliotta <i>et al.</i> 2012).
<i>Perenniporia martia</i> (Berk.) Ryvarden*	AM, PA, RN, PB, PE, BA, MT, SP, PR, SC, RS (Gugliotta <i>et al.</i> 2012).
<i>Perenniporia minutopora</i> Ryvarden & Decock♦	
<i>Perenniporia sprucei</i> Decock & Ryvarden*	
<i>Perenniporia stipitata</i> Ryvarden*	PA, RR, SC (Gugliotta <i>et al.</i> 2012).
<i>Polyporus arcularius</i> (Batsch) Fries*	PA, RO, BA, SP, PR, SC, RS (Gugliotta <i>et al.</i> 2012).
<i>Polyporus dictyopus</i> Mont.*	AM, PA, RO, RN, AL, BA, PE, SE, MT, MG, SP, PR, SC, RS (Gugliotta <i>et al.</i> 2012).
<i>Polyporus grammacephalus</i> Berk.*	PA, AM, RN, PB, PE, BA, AL, SE, SP, RS (Gugliotta <i>et al.</i> 2012).
<i>Polyporus guianensis</i> Mont.*	PA, AM, AC, PB, PE, BA, MT, SP, PR, SC, RS (Gugliotta <i>et al.</i> 2012).
<i>Polyporus ianthinus</i> Gibertoni e Ryvarden*	PA, PE (Gugliotta <i>et al.</i> 2012).
<i>Polyporus leprieurii</i> Mont.*	AC, AM, PA, RO, RN, AL, BA, PE, SE, MT, MG, SP, PR, SC, RS (Gugliotta <i>et al.</i> 2012).

Tabela 1: continuação

Famílias/Espécies	Distribuição geográfica no Brasil
Polyporaceae Corda	
<i>Polyporus tenuiculus</i> P. Beauv.*	AC, AM, PA, RO, RR, CE, RN, PB, PE, BA, AL, SE, MT, MS, MG, SP, RJ, PR, SC, RS (Gugliotta <i>et al.</i> 2012).
<i>Polyporus tricholoma</i> Mont.*	PA, AM, AC, RO, MA, AL, MT, SP, RJ, PR, SC, RS (Gugliotta <i>et al.</i> 2012).
<i>Pycnoporus sanguineus</i> (L.) Murrill	AM, AP, PA, RO, MT, RN, PB, PE, BA, MG, ES, SP, RJ, PR, SC, RS (Gugliotta <i>et al.</i> 2012).
<i>Pyrofomes lateritius</i> (Cooke) Ryvarden*	AM, PA, RJ, PR, RS (Gugliotta <i>et al.</i> 2012).
<i>Tinctoporellus epimiltinus</i> (Berk. & Broome) Ryvarden*	PA, SP, SC, RS (Gugliotta <i>et al.</i> 2012).
<i>Trametes cotonea</i> (Pat. & Har.) Ryvarden*	RR, AM, AC, RO (Gugliotta <i>et al.</i> 2012).
<i>Trametes incerta</i> (Curr.) Cooke*	PA, AM, RO, PB, BA, MT, SP, PR, SC, RS (Gugliotta <i>et al.</i> 2012).
<i>Trametes cubensis</i> (Mont.) Sacc.*	RR, AM, AC, RO, PE, BA, MT, SP, PR, SC, RS (Gugliotta <i>et al.</i> 2012). (Gugliotta <i>et al.</i> 2012).
<i>Trametes lactinea</i> (Berk.) Sacc.*	PA, AM, RO, AC, PE (Gugliotta <i>et al.</i> 2012).
<i>Trametes modesta</i> (Kunze ex Fr.) Ryvarden*	RR, PA, AM, AC, RO, PE, BA, MT, SP
<i>Trametes nivosa</i> (Berk.) Murril	AP, PA, AM, PE, BA, SP, SC (Gugliotta <i>et al.</i> 2012).
<i>Trametes supermodesta</i> Ryvarden & Iturr.*	RR, PA, AM, RO (Gugliotta <i>et al.</i> 2012).

Tabela 1: continuação

Famílias/Espécies	Distribuição geográfica no Brasil
<i>Trichaptum byssogenum</i> (Jungh.) Ryvardeen*	RR, PA, AM, RO, AC, PE, BA, MT, SP, PR, SC, RS (Gugliotta <i>et al.</i> 2012).
<i>Trichaptum griseofuscum</i> (Mont.) Ryvardeen & Iturr.*	RR, PA, AM, RO, AC, PB, BA, MT (Gugliotta <i>et al.</i> 2012).
<i>Trichaptum perrottetii</i> (Lév.) Ryvardeen*	RR, PA, AM, RO, AC, PB, CE, BA, MT, GO, MS, SP, PR (Gugliotta <i>et al.</i> 2012).
<i>Trichaptum sector</i> (Ehrenb.) Kreisel*	RR, PA, AM, RO, PB, PE, BA, AL, MT, SP, RJ, PR, SC, RS(Gugliotta <i>et al.</i> 2012).
Schizoporaceae Jülich	
<i>Schizopora paradoxa</i> Scharad.) Langer & Vesterh	RR, PA, AM, RO, AC, PB, CE, BA, MT, GO, MS, SP, PR (Gugliotta <i>et al.</i> 2012).
<i>Schizopora flavipora</i> (Berk. & M.A. Curtis ex Cooke)	RR, PA, AM, AC, RO, PE, BA, MT, SP, RR, PA, AM, RO (Gugliotta <i>et al.</i> 2012).

FIGURAS

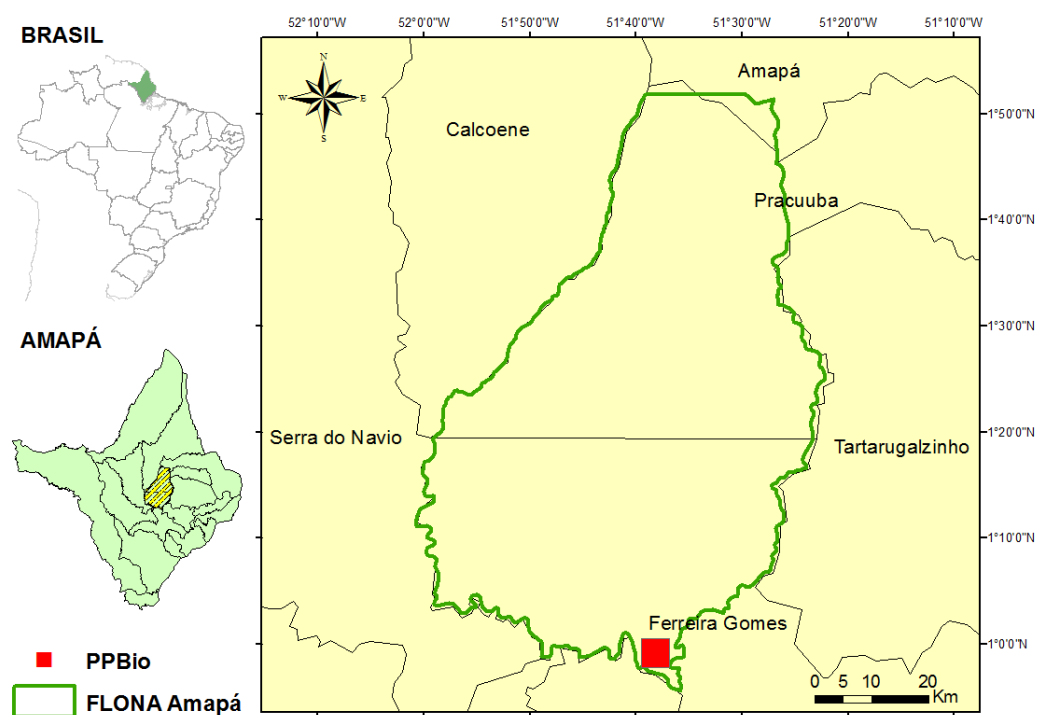


Figura 1 - Localização da FLONA do Amapá.

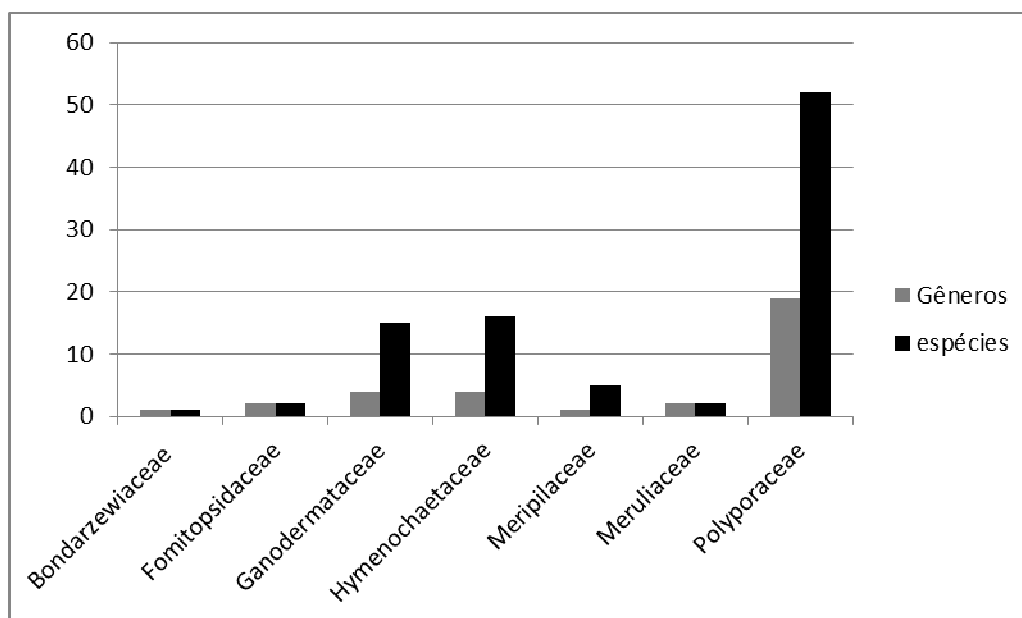


Figura 2 - Quantidade de gêneros e espécies por família encontrada nas parcelas de estudo.

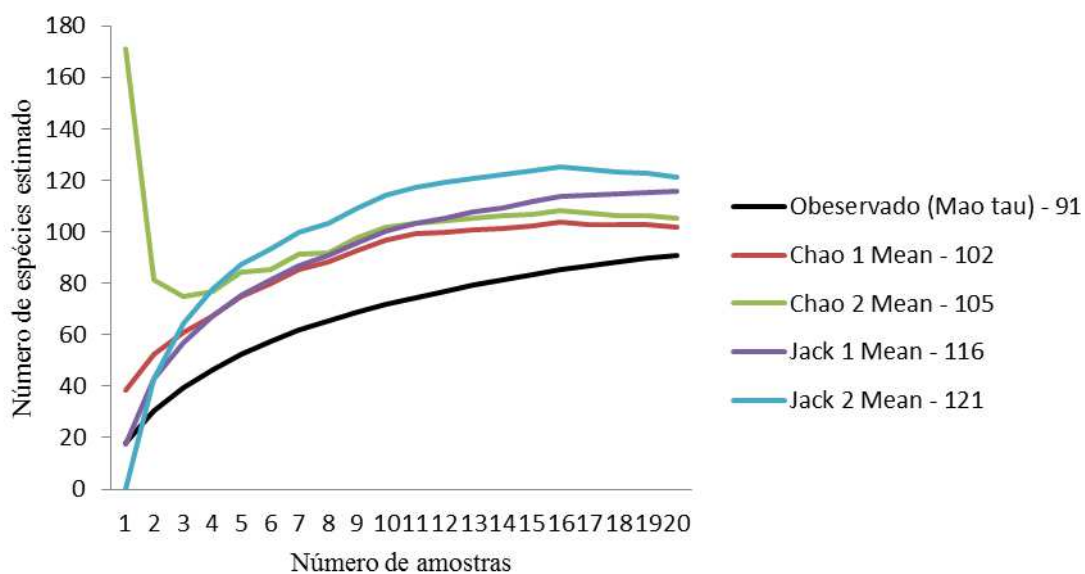


Figura 3 - Estimativas de riqueza nas 20 parcelas referentes à grade do PPBio na FLONA do Amapá

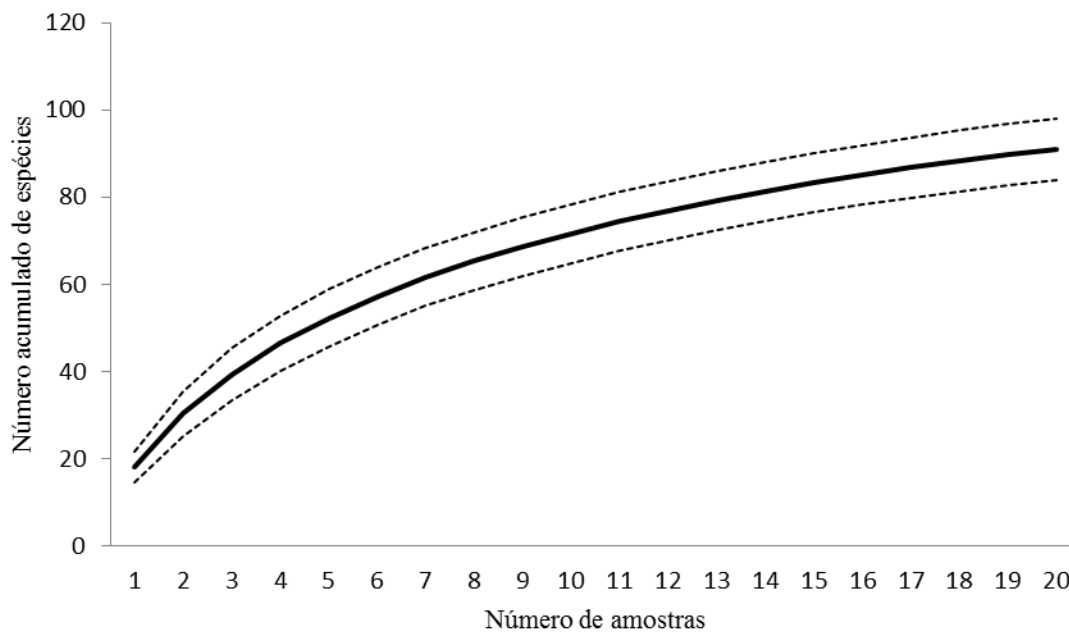


Figura 4 - Curva de acumulação de espécies de fungos poroides em vinte parcelas do sítio do PPBio na FLONA do Amapá.



Figura 5 - Basidiomas de Agaricomycetes poroides: A: *Microporellus delbatus*; B: *Polyporus leprieurii*; C: *Phellinus umbrinellus*; D: *Coltricia hamata*; E: *Amauroderma camerarium*; F: *Microporellus obovatus*; G: *Schizopora paradoxa*; H: *Phellinus fastuosus*.

Capítulo 3

“Validation of Porogramme albocincta and new records off ungi poroid (Agaricomycetes) from the Brazilian Amazonia”

(artigo formatado segundo as normas do periódico Mycoscience)



FULL PAPER**Validation of *Porogramme albocincta* and new records of fungi poroid (*Agaricomycetes*) from the Brazilian Amazon**

Adriene M. S. Soares · Allyne C. Gomes-Silva · Priscila S. Medeiros · Tatiana B. Gibertoni · Leif Ryvarden · Helen M. P. Sotão

A. Soares · P. Medeiros · Helen Sotão

Departamento de Botânica, Museu Paraense Emílio Goeldi, Av. Perimetral 1901, 66077-530 Belém, Brazil e-mail: adriene_soares@yahoo.com.br

A. Gomes-Silva · T. Gibertoni

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

L. Ryvarden

Department of Botany, University of Oslo, Blindern, N-0316, P. O. Box 1045, Oslo, Norway e-mail: leif.ryvarden@bio.uio.no

Present adress

A. Soares

Departamento de Botânica, Museu Paraense Emílio Goeldi, Av. Perimetral 1901, 66077-530 Belém, Brazil e-mail: adriene_soares@yahoo.com.br

Corresponding author: A. Soares

Tel: +55-91-3217-6067

Fax: +055-21-91-3075-6268

E-mail: helen@museu-goeldi.br

Text 13 pages; Tables 0; Figures 0

Abstract The validation of *Porogramme albocincta* and six new records of poroid fungi are presented here: *Ceriporia albobrunnea* is reported as new to Brazil and *Coriolopsis aspera*, *C. hostmannii*, *Microporellus iguazuensis*, *Nigroporus macroporus* and *Porogramme albocincta* are new to the Brazilian Amazonia. A key to *Porogramme* species known for the Neotropics is provided.

Keywords *Basidiomycota* · diversity · *Polyporales*

Introduction

The polypores are macroscopic fungi that show a wide spectrum of colors and consistency of their basidiomata. The term refers to fungi that have a tubular hymenophore ending like rounded pores at the hymenial surface (Ryvarden 1991). Studies have shown that this particular feature independently evolved several times among the Basidiomycota (Hibbett and Thorn 2001), indicating it as a polyphyletic trait. In fact, the polypores are dispersed into several orders of *Agaricomycetes*, exemplifying a morphological convergence of a wider surface for spore release (Hibbett and Binder 2002, Kirk et al. 2008).

The *Polyporales* belongs to this group of fungi and presents the majority of lignin and cellulose decayers. It includes 13 families, 216 genera and 1.801 species (Kirk et al. 2008) spread in different terrestrial biomes (Rayner 1995). In recent studies, 408 species were recorded for Brazil (Gugliotta et al. 2012), 161 of them in the Amazon biome (Gomes-Silva and Gibertoni 2009, Gugliotta et al. 2012). The diversity of this group in this biome was highlighted by numerous inventories and field trips (Sotão et al. 2009, Gomes-Silva et al. 2010, 2011, 2012, Medeiros et al. 2012).

Despite the knowledge about polypores achieved by these efforts, the number of studies underestimates the Amazon mycobiota (Lewinsohn and Prado 2002). Nevertheless, the taxonomical efforts of herbaria revisions and new fieldcollections show the great potential for new discoveries and registries of polypore fungi to the Amazon biome.

Thus, the aim of this research was to improve the knowledge about the polypore diversity in the Amazonia biome, with the report of a new combination and new

occurrences for the country and biome.

Materials and methods

Specimens were collected in four areas of “terra firme” in the Brazilian Amazonia: 1) Floresta Nacional do Amapá (00° 57' 49.8" N and 51° 36' 31.3" W), in the State of Amapá; 2) Floresta Nacional de Caxiuanã, in the state of Pará (1° 13' 86" S and 48° 17' 41.18" W); 3) Estação Ecológica de Cuniã (8°10'55"S and 63°32'13"W) and Parque Natural Municipal de Porto Velho (8°40'18"S and 63°51'47"W), in the State of Rondônia. Additionally, specimens deposited at the Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia (INPA) were also studied.

Collecting and preservation of samples followed Fidalgo and Bononi (1989). The description of macroscopic (morphology, color, consistence and hymenial surface of basidioma) and microscopic (hyphal system, fertile or sterile structures, morphology and size of basidiospores) features was based on both fresh and dried specimens.

Microscopic characters were analyzed by examining free-hand sections of hymenia and context mounted in 1% (w/v) KOH solution, 1% (w/v) phloxine solution and in Melzer's reagent. Specialized literature (Ryvarden 1991, Ryvarden and Johansen 1980, Núñez and Ryvarden 2001, Drechsler-Santos et al. 2007, Nogueira-Melo et al. 2012) was used to specimen identification. For each species described, basionym, literature description, substrate, geographical distribution, herbarium reference and comments about distinct morphological features were provided. The studied specimens were deposited at the Herbaria Dr. Ary Tupinambá Penna Pinheiro (HFSL) of the Faculdade São Lucas, João Murça Pires (MG) of the Museu Paraense Emílio Goeldi, Padre Camille Torrend (URM) of the Universidade Federal de Pernambuco, and of the

Instituto de Pesquisas da Amazônia (INPA).

Taxonomy

The taxa are alphabetically arranged and displaced according to their families and species identified.

PHANEROCHAETACEAE Jülich

Ceriporia albobrunnea Ryvarden & Iturr., Mycologia 95(6): 1070, 2003.

Description: Ryvarden and Iturriaga (2003).

Distribution and ecology: Presently known only from Brazil and Venezuela. The species has been reported on dead hardwood (Ryvarden and Iturriaga 2003).

Specimens examined: Brazil, State of Amapá, FLONA do Amapá, PPBio, on dead hardwood, 12 July 2009, leg. H.M.P. Sotão 289 (MG 205212).

Taxonomic remarks: This species is characterized by the large angular pores (2–3 per mm), pore surface pale whitish brown when fresh, and cylindrical basidiospores (4–4.5 × 1.5 µm) (Ryvarden and Iturriaga 2003). However, the specimen analyzed shows a cream to beige pore surface when fresh and pale ochraceous when dry, and slightly different dimensions of basidiospores (4.5–5.5 × 1.25–2.5 µm). A key to the neotropical species of *Ceriporia* was provided by Gomes-Silva et al. (2012).

POLYPORACEAE Corda

Corioloopsis aspera (Jungh.) Teng, Chung-kuo Ti Chen-chun, [Fungi of China]: 759, 1963. ≡ *Polyporus asper* Jungh., Praem. Fl. Crypt. Javae (Batavia): 60, 1838.

Description: Ryvarden and Johansen (1980), Núñez and Ryvarden (2001).

Distribution and ecology: Pantropical (Núñez and Ryvarden 2001). Recorded in

Brazil in the states of Minas Gerais, São Paulo, Santa Catarina and Rio Grande do Sul (Gugliotta et al. 2012). The species have been reported on dead hardwood (Ryvarden and Johansen 1980).

Specimens examined: Brazil, State of Amazonas, loc. n. det., 16 February 1974, leg. K. Kubitzki et al. 20452 (INPA 44430, as *Corioloopsis* sp.).

Taxonomic remarks: The species is characterized by the reddish-brown basidiomata, large pores (3–4 per mm) and cylindrical basidiospores ($9\text{--}12 \times 3\text{--}4.5 \mu\text{m}$). This species is similar to *C. hostmannii* by the shape and size of basidiospores and hyphal system, but it is separated by size pores (6–8 per mm in *C. hostmannii*, 3–4 per mm in *C. aspera*) and by a more irregular scrupose abhymenial surface. Nogueira-Melo et al. (2012) presented a key for identification of the genus *Corioloopsis* occurring in Brazil.

Corioloopsis hostmannii (Berk.) Ryvarden, Syn. Fung. (Oslo) 23:39, 2007.

≡ *Polyporus hostmannii* Berk., Hooker London J. Bot. 1:139, 1842.

Description: Nogueira-Melo et al. (2012).

Distribution and ecology: Neotropical, known on dead hardwood from southeast United States to southern Venezuela (Ryvarden and Johansen 1980) and Brazil (Nogueira-Melo et al. 2012). In Brazil, it was recorded to the state of Pernambuco (Nogueira-Melo et al. 2012). The species has been found on dead hardwood (Ryvarden and Johansen 1980).

Specimens examined: Brazil, State of Amapá, FLONA do Amapá, PPBio, 10 October 2011, leg. A.M. Soares 295 (MG 205213).

Taxonomic remarks: This species is recognized by the cylindrical basidiospores ($8\text{--}10 \times 2.5\text{--}4 \mu\text{m}$) and usually smooth and strongly zonate abhymenial surface with paler and

darker zones (Nogueira-Melo et al. 2012). It resembles *C. aspera* (see descriptions above for this species). The basidiospores of our specimen are slightly smaller ($6.25\text{--}8.75 \times 2.5\text{--}5 \mu\text{m}$) than those of the type as cited above. However, only few spores were observed and may represent immature ones.

Microporellus iguazuensis Rajchenb., Mycotaxon 28(1): 111, 1987.

Description: Rajchenberg (1987).

Distribution and ecology: Argentina (Rajchenberg 1987) and Brazil. In Brazil, it has been reported in Rio Grande do Sul on the ground among litter, possibly connected with dead roots (Reck et al. 2011). Also found on dead hardwood (MG 195163).

Specimens examined: Brazil, State of Pará, Melgaço, FLONA de Caxiuanã, PPBio, May 2010, leg. P.S. Medeiros (MG 195163); Oriximina, 2 July 1980, leg. V.L.R. Bononi 853 (INPA 103815, as *Polyporus* sp.).

Taxonomic remarks: It differs from the other species of the genus by the position of stipe (laterally to eccentrically stipitate), the size of basidiospores ($7.0\text{--}9.0 \times 5.0\text{--}6.0 \mu\text{m}$) and the simple-septate generative hypha. Medeiros and Ryvarden (2011) provided a key for identification of the species of the genus in the Neotropics.

Nigroporus macroporus Ryvarden & Iturr., Mycologia 95(6): 1070, 2003.

Description: Ryvarden and Iturriaga (2003).

Distribution and ecology: Venezuela (Ryvarden and Iturriaga 2003) and Brazil (Bononi et al. 2008). In Brazil, registered in the state of Mato Grosso do Sul (Bononi et al. 2008). The species found on hardwood log of *Dimorphandra macrostachya* (Ryvarden and Iturriaga 2003) and unknown dead hardwood.

Specimens examined: Brazil, State of Amapá, FLONA do Amapá, 14 September 2011, leg. A.M. Soares 249 (MG 205214); State of Rondônia, Porto Velho, Parque Natural Municipal de Porto Velho, February 2007, A.C. Gomes-Silva 72 (URM 79515).

Taxonomic remarks: *Nigroporus macroporus* is characterized by the large, angular to decurrent pores (1–2 per mm) and cylindrical basidiospores ($5\text{--}6 \times 1.7\text{--}2 \mu\text{m}$). *Nigroporus rigidus* Ryvar den is a similar species, but differs by the smaller pores (7–9 per mm) and basidiospores ($3\text{--}3.5 \times 2 \mu\text{m}$).

Porogramme albocincta (Cooke & Masee) Gibertoni, *comb. nov.*

Mycobank n^o.: MB 803222

≡ *Poria albocincta* Cooke & Masee, *Grevillea* 20(96): 106, 1892 (basionym).

≡ *Tinctoporia albocincta* (Cooke & Masee) Murrill, *Mycologia* 13(2): 122, 1921.

Description: Ryvar den (1979).

Distribution and ecology: Pantropical (Ryvar den 1979). In Brazil, only known for the state of São Paulo (Gugliotta et al. 2012). The species has been reported on deciduous trees (Ryvar den 1979).

Specimens examined: Brazil, State of Amapá, FLONA do Amapá, PPBio, 12 September 2011, leg. A.M. Soares 33 (MG 205215); State of Pará, Estação Científica Ferreira Penna, Melgaço, July 2006, leg. T.B. Gibertoni, plote 1 (URM 79892), plote 2 (URM 79891, URM 79903), plote 4 (URM 79893), TAB-E (URM 79888, URM 79889, URM 79890); March 2007, leg. T.B. Gibertoni, plote 2 (URM 79894, URM 79896), “capoeira” to plote 2 (URM 79895, URM 79897, URM 79901), plote 4 (URM 79898), TAB-E (URM 79899); August 2007, leg. T.B. Gibertoni, plote 1 (URM 79908), plote 2 (URM 79907), plote 4 (URM 79905, URM 79910, URM 79911), TAB-E (URM

79912), February 2008, leg. T.B. Gibertoni, plote 1 (URM 79914, URM 79915), “capoeira” to plote 2 (URM 79919), plote 2 (URM 79917, URM 79923), plote 3 (URM 79918), plote 4 (URM 79913, URM 79916, URM 79920, URM 79924), TAB-E (URM 79921, URM 79922); State of Rondônia, loc. n. det., 3 November 1979, leg. R. Pertensen 378 (INPA 110866, as *Poria* sp.).

Taxonomic remarks: When Lowe (1958) proposed *Porogramme albocincta* (Cooke & Masee) Lowe as a new combination based on *Poria albocincta* Cooke & Masee, he provided neither the basionym nor a reference to the place where the basionym was described. This is clearly, in discordance with the article 41.1 of the International Code of Nomenclature for algae, fungi, and plants (2012). Previously, Murrill (1907) described the genus *Tinctoporia* with *Poria albocincta* Cooke & Masee as the type. However, the species belongs to *Porogramme*, a genus describer earlier by Patouillard (1900) (Ryvarden 1979) making *Tinctoporia* a taxonomic synonym.

Porogramme albocincta is characterized by the dark bluish hymenial surface when old and blue grayish when young, very small pores (8–10 per mm), and broadly ellipsoid basidiospores ($3.75\text{--}6.25 \times 2.5\text{--}3.75 \mu\text{m}$). Furthermore, the fungus reddens the substrate. *Tinctoporellus epimiltinus* (Berk. & Broome) Ryvarden also reddens the substrate, which, however, is a true polypore with distinct poroid surface and a more reddish-buff colour.

Key to Neotropical species of *Porogramme*

1. Pore surface dark bluish, hyphae in the sterile parts of the basidiomata are olivaceous brown in KOH and water*P. albocincta* (Cooke & Massie) Gibertoni

- 1.' Pore surface reddish brown to pale brown, hyphae in the sterile parts of the basidiomata are not olivaceous brown in KOH and water.....2
2. Hyphae projecting into the hymenium, pores 6-12 per mm *P. graphica* (Bres.) Pat
- 2.' Lack hyphae projecting into the hymenium, pores 12-15 per mm.....*P. lateritia* (Pat.) Pat

Acknowledgments

We would like to thank the Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade (ICMBio), Instituto Brasileiro de Meio Ambiente (IBAMA), Instituto de Pesquisas Científicas e Tecnológicas do Estado do Amapá (IEPA), the Estação Científica Ferreira Penna and the Museu Paraense Emílio Goeldi for support during the field trips. We also thank the curator of INPA for the loan of exsiccates and access to the collections. We express our gratitude to the CNPq [INCT – Herbário Virtual de Plantas e Fungos 573883/2008-4, Universal 478973/2006-3, 479961/2007-7 and 470303/2009-3, Programa de Pesquisa em Biodiversidade da Amazônia (PPBio) and Dottorato di Ricerca in Ecologia Sperimentale e Geobotanica (Università degli Studi di Pavia) for financial support. We also thank the Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (Capes) and CNPq for the doctorate scholarship of Allyne Gomes-Silva and master scholarship of Adriene Soares, the Instituto Internacional de Educação do Brasil for the BECA scholarship of Tatiana Gibertoni, and the Programa de Capacitação Institucional for the scholarship to Priscila Medeiros.

References

- Drechsler-Santos ER, Vasconcellos-Neto JRT, Gibertoni TB, Góes-Neto A, Cavalcanti MAQ (2007) Notes on *Navisporus*: *N. terrestris* and *N. floccosus* from Brazil. *Mycotaxon* 101: 265-269
- Fidalgo O, Bononi VL (1989) Guia de coleta, preservação e herborização de material botânico. Manual n° 4. Instituto de Botânica, São Paulo
- Gomes-Silva AC, Gibertoni TB (2009) Checklist of the aphylloraceous fungi (Agaricomycetes) of the Brazilian Amazonia. *Mycotaxon* 108: 319-322
- Gomes-Silva AC, Ryvarden L, Gibertoni TB (2010) Notes on *Trametes* from the Brazilian Amazonia. *Mycotaxon* 113: 61-71
- Gomes-Silva AC, Ryvarden L, Gibertoni TB (2011) New records of Ganodermataceae (Basidiomycota) from Brazil. *Nova Hedwigia* 92: 83-94
- Gomes-Silva AC, Ryvarden L, Gibertoni TB (2012) Resupinate poroid fungi from tropical rain forests in Brazil: two new species and new records. *Mycol Progress* 11: 879-885
- Gugliotta AM, Abrahão MC, Gibertoni TB (2012) Lista de Espécies da Flora do Brasil. Jardim Botânico do Rio de Janeiro. <http://floradobrasil.jbrj.gov.br/2012>. Retrieved 16 Oct 2012
- Hibbett DS, Thorn RG (2001) Basidiomycota: Homobasidiomycetes. In: Esser K, Lemke PA (eds) *The mycota VII Part B: systematic and evolution*. Springer-Verlag, Berlin, pp. 121-168
- Hibbett D, Binder M (2002) Evolution of complex fruiting-body morphologies in Homobasidiomycetes. *Proc R Soc B* 296: 1963-1969
- International Code of Nomenclature for algae, fungi, and plants. 2012. A. R. G. Gantner

- Verlag. 240 p.
- Kirk PM, Cannon PF, Minter DW, Stalpers JA (2008) Ainsworth & Bisby's dictionary of the fungi, 10th edn. CAB International, Wallingford
- Lewinsohn TM, Prado PI (2002) Biodiversidade Brasileira: Síntese do Estado Atual do Conhecimento. Ed. Contexto, São Paulo
- Lowe JL (1958) The genus *Poria* in North America. *Lloydia* 21: 100-114
- Medeiros PS, Ryvarden L (2011) The Genus *Microporellus* Murrill in South America. *Synopsis Fungorum* 29: 71-73
- Medeiros PS, Gomes-Silva AC, Sotão HMP, Ryvarden L, Gibertoni TB (2012) Notes on *Perenniporia* Murrill (Basidiomycota) from the Brazilian Amazonia. *Nova Hedwigia* 94: 507-519
- Murrill WA (1907) Polyporaceae [pars]. *North American Flora* 9: 1-72
- Nogueira-Melo GS, Medeiros PS, Gomes-Silva AC, Ryvarden L, Sotão HMP, Gibertoni TB (2012) *Corioloopsis psila* comb. nov. (Agaricomycetes) and two new *Corioloopsis* records for Brazil. *Mycotaxon* 120: 223–230
- Núñez M, Ryvarden L (2001) East Asian Polypores. Vol. 2. Polyporaceae s. lato. *Synopsis Fungorum* 14: 119-522
- Patouillard N (1900) Essai taxonomique sur les familles et les genres des Hyménomycètes (in French). Doctorate thesis, Université de Paris, Paris, France
- Rajchenberg M (1987) New South American Polypores. *Mycotaxon* 28:111- 118
- Rayner ADM (1995) Fungi, a vital component of ecosystem function in woodland. In: Allsopp D, Colwell RR, Hawksworth DL (eds) *Microbial diversity and ecosystem function*. University Press, Cambridge, pp 231-251
- Reck MA, Westphalen MC, Borges da Silveira RA (2011) Rediscovery of *Microporellus*

iguazuensis in southern Brazil. Mycotaxon 115: 5-10

Ryvarden L (1979) *Porogramme* and related genera. T Brit Mycol Soc 73: 9-19

Ryvarden L, Johansen I (1980) A preliminary polypore flora of East Africa. Fungiflora, Oslo

Ryvarden L (1991) Genera of Polypores. Nomenclature and taxonomy. Synopsis Fungorum 5:1-363

Ryvarden L, Iturriaga T (2003) Studies in neotropical polypores 10. New polypores from Venezuela. Mycologia 95:1066–1077

Sotão HMP, Gibertoni TB, Maziero R, Baseia I, Medeiros PS, Martins-Júnior A, Capelari M (2009) Fungos macroscópicos da Floresta nacional de Caxiuanã, Pará, Brasil: Basidiomycota (Agaricomycetes) In: Lisboa PLB (ed) Caxiuanã: Desafios para conservação de uma Floresta Nacional na Amazônia. Museu Paraense Emílio Goeldi, Belém, pp 383-396

Capítulo 4

“Morphological features and phylogenetic relationships in Schizopora Velen. Inferred from mitochondrial and nuclear rDNA sequences”

(artigo formatado segundo as normas do periódico Mycoscience)



FULL PAPER**Morphological features and phylogenetic relationships in *Schizopora* Velen. inferred from mitochondrial and nuclear rDNA sequences**

Adriene M.S. Soares · Evonnildo C. Gonçalves · Taniara S. Coelho · Helen M.P. Sotão ·
Helio L. Plautz-Júnior

A. Soares · T. Coelho · Helen Sotão

Departamento de Botânica, Museu Paraense Emílio Goeldi, Av. Perimetral 1901,
66077-530 Belém, Brazil e-mail: adriene_soares@yahoo.com.br

E. Gonçalves · H. Plautz-Júnior

Universidade Federal do Pará, Instituto de Ciências Biológicas, Rodovia Augusto
Corrêa 01, 66075-900 Belém, Brazil e-mail: helioplautz@hotmail.com

Present adress

A. Soares

Departamento de Botânica, Museu Paraense Emílio Goeldi, Av. Perimetral 1901,
66077-530 Belém, Brazil e-mail: adriene_soares@yahoo.com.br

Corresponding author: A. Soares

Tel: +55-91-3217-6067

Fax: +055-21-91-3075-6268

E-mail: adriene_soares@yahoo.com.br

Text 25 pages; Tables 1; Figures 5

Abstract: A phylogeny of the genus *Schizopora* (Agaricomycetes) is presented based on mitochondrial small subunit ribosomal DNA and the internal transcribed spacer region of rDNA of specimens collected in the Brazilian Amazon. Morphological and molecular analyses demonstrate the efficiency of the genetic markers in the intraspecific relationships. Particular specimens of *S. flavipora* and *S. paradoxa* grouped in both trees constructed with variable bootstrap values. This could indicate a morphological diversity of only one species.

Key words: Schizoporaceae · morphological characters · molecular phylogeny · Amazon

Introduction

Schizopora was firstly described by Velenovsky in 1922 under the type species *S. laciniata* Velen. New ones were added in the following years, like *Poria nothofagi* described in a taxonomical study of poliporaceous fungi from New Zealand, recognized as a synonym of *S. nothofagi* (Cunnigham 1965). In fact, the original type species was described much earlier by Fries (1821) under several names, like *Hydnum paradoxum*. Only in 1967, Donk analyzed morphological characters and introduced the new combination, *S. paradoxa*. The genus was accepted by several authors that increase more species like *S. flavipora* (Cooke) Ryvar den collected in Poland by Domansky (1969) and Hallenberg (1983) that proposed *S. radula* segregated from *S. paradoxa*.

The genus is a saprophyte resupinate poroid fungi and it is particularly found on dead wood of many kinds of trees (Lim and Jung 2001; Szabo 2012) like the corticioid *Hyphodontia* J. Erikss. Once the distinctions regarding to poroid and non-poroid (in the case of some *Hyphodontia* species) hymenial surfaces are not useful for separating these two genera, the similarity is remarkable when micromorphological and ultrastructural features are analyzed. *Schizopora* and *Hyphodontia* hyphal system is almost identical (Ryvar den and Johansen 1980) and both share dolipores with continuous parentheses (Langer and Oberwinkler 1993).

These remarks have shown that is not possible to clearly distinguish *Schizopora* and *Hyphodontia*, suggesting a close phylogenetic relationship (Ryvar den and Johansen 1980; Langer and Oberwinkler 1993; Langer 1994; Nuñez and Ryvar den 2001). In fact, cladistical approaches supported the previous comments nesting *Schizopora* in main *Hyphodontia* clade inferred from morphological characters (Langer 1994) and

ribosomal DNA (rDNA) sequences (Langer 1998). Langer et al. (1996) proposed to reject *Schizopora* in favor of *Hyphodontia*. Although *Schizopora* has nomenclatural priority, in the sense of Art. 14.1-2 of the ICBN Code, a disadvantageous change of nomenclature would result if both were combined as *Schizopora* (Langer et al. 1996). However, many mycologist still use the genus name *Schizopora* and will followed by us according to descriptions provided by Ryvardeen and Johansen 1980, Hallenberg 1983, Nuñez and Ryvardeen 2001.

Taxonomy of *Schizopora* is generally based on morphological features like basidiocarp resupinate with moderately thick-walled generative hyphae with clamps, hyphodontioid branching and encrusted apex (Langer 1994, Nuñez and Ryvardeen 2001). Interspecific differences are mainly based on pore surface, cystidia morphology (David and Rajchenberg 1992), basidiospore shape and size (Nuñez and Ryvardem 2001) and hyphal system. Species already identified show monomitic (*S. flavipora* and *S. radula*), dimitic (*S. paradoxa*) and trimitic hyphal system [(*S. trametoides* Nuñez) Suhirman and Nuñez 1998]. However, generative and skeletal hyphae are very difficult to recognize in these *Schizopora* species (Nuñez and Ryvardeen 2001; Wu 2001).

Molecular methods have been extensively used when the morphological aspects are not enough for species identification. Many poroid and other fungi were studied based on internal transcribed spacer regions (ITS) and small subunit mitochondrial rDNA (mt SSU rDNA) and these regions proved to be efficient to resolve intrageneric phylogenetic relationships (Ko and Sung 1997; Gomes et al. 2000; Kim and Jung 2001; Redberg et al. 2003). The ITS region has been used extensively to infer phylogenetic relationships among wood decay basidiomycetes species within a particular genus or

even within a species complex (Johannesson et al. 2000; Lim 2001; Gottlieb et al. 2002).

Paulus et al. (2000) successfully separated four *Schizopora* species from many origins (*S. paradoxa*, *S. radula*, *S. nothofagi* and *S. flavipora*) based on ITS sequences. However, there is a lack of genetic information about *Schizopora* species from tropical areas. Thus, the objective of the present study was to clarify the taxonomy by morphological and phylogenetic analysis based on ITS and mt SSU rDNA sequences from new specimens collected from Amazonian forest.

Materials and methods

Collecting and morphological identification

Specimens were collected in five field trips (years 2009 until 2012) at Floresta Nacional do Amapá (00° 57' 49.8" N and 51° 36' 31.3" W), in the state of Amapá, Brazil. This site represents an important portion of the Brazilian Amazon "terra firme" ecosystem. Collecting and preservation of samples followed Fidalgo and Bononi (1989). The description of macroscopic (morphology, color, consistence and hymenial surface of basidiocarp) and microscopic (hyphal system, fertile or sterile structures, morphology and size of basidiospores) features was based on both fresh and dried specimens.

Microscopic characters were analyzed by examining free-hand sections of hymenia and context mounted in 1% (w/v) KOH solution, 1% (w/v) phloxine solution and in Melzer's reagent. Twenty spores per specimen were measured and specialized literature (Ryvarden 1991, Ryvarden and Johansen 1980, Núñez and Ryvarden 2001) was used to species identification. The studied specimens were deposited at the Herbarium João Murça Pires (MG) of the Museu Paraense Emílio Goeldi.

DNA extraction, amplification and sequencing

Sources of genomic DNA came from specimens with sterile blades and putted in 1.5 ml microtubes, which are kept on freezing until DNA extraction procedure following Gardes and Bruns (1993) and Góes-Neto et al. (2005) based on cetyltrimethylammonium bromide (CTAB) method with some modifications. Approximately 60 mg of each specimen was mixed with liquid nitrogen and ground into a very fine powder with a mortar and a pestle. The powder was transferred into a sterile 1.5 ml microcentrifuge tube and mixed with 600 μ l pre-warmed 2% CTAB buffer [(100 mM Tris-HCl (pH=8), 20 mM EDTA, 1.4 M NaCl)], 0.2% β -mercaptoethanol and 0.1 mg/mL proteinase K added just before use. After a step incubation of 60 °C for 1 hour, 600 μ l chloroform/isoamyl alcohol (24:1) was added to precipitate unwanted proteins and fractioned cells. The aqueous phase was transferred to a new sterile 1.5 ml microcentrifuge tube with the same volume of cold isopropanol for DNA precipitation. The pellet was collected by centrifugation (14.000 g), washed with ethanol 70%, dried and resuspended in 50 μ l sterile distilled water and stored at -20 °C.

Aliquots were quantified (NanoDrop 2000, Thermo Scientific) and diluted to about 50 ng/μl. The nuclear rDNA of the specimens were amplified with the primers ITS4 (5'- TCCTCCGCTTATTGATATGC - 3') and ITS5 (5' - GGA AGTAAAAGTCGTAACAAGG - 3'), and mt SSU rDNA were amplified with the primers MS1 (5' - CAGCAGTCAAGAATATTAGTCAATG - 3') and MS2 (5' - GCGGATTATCGAATTAAATAAC - 3') (White et al. 1990). Polymerase chain reactions (PCR) were performed following the conditions proposed by White et al. (1990) with modifications: 50 ng of total DNA, 10 pmol of each primer (see above), 1X buffer 50 mM, 2-3 mM MgCl₂, 0.1 mM each dNTP, 1 U Taq Platinum DNA polymerase (Invitrogen, USA). The amplification reactions were performed in a MaxyGene Gradient Thermal Cycler (Axygen, Canada) according to the programs: an initial denaturation at 94 °C for 5 min, followed by 35 cycles of denaturation at 94 °C for 1 min, annealing at (50 °C-ITS; 48 °C-SSU) for 1 min, 72 °C for 1 min and a final extension step at 72 °C for 5 min. The final product was purified with polyethylene glycol. After purification, the DNA quality was analyzed by electrophoresis in a 1% (w/v) agarose gel.

Each strand of all amplifications was sequenced with the same primers used for PCRs using the Big Dye Terminator Cycle Sequence kit (Applied Biosystems, Foster City, USA) following manufacturer's instructions in an ABI 3130 automated DNA sequencer (Applied Biosystems, Foster City, USA).

Molecular phylogenetic analyses

Sequences were firstly visualized by eye with the help of their chromatograms in search of ambiguities and then aligned with ClustalX (Thompson et al. 1997). The alignment was carefully analyzed and refined with BioEdit 7.0.9 (Hall 2004).

Both datasets (mt SSU rDNA and ITS) were converted to NEXUS format and submitted to JModelTest 0.1.1 (Posada 2008) using the Akaike information criterion (AIC) to carry out the statistical selection of the best model of nucleotide substitution for both matrixes. The parameters obtained were then used in neighbor-joining (NJ) analysis (Saitou and Nei 1987), performed with MEGA5 software (Tamura et al. 2007) and maximum likelihood (ML) analysis, using RAxML 2.2.3 (Stamatakis 2006). One hundred random sequence additions were computed. For all analyses 1000 bootstraps are used for confidence arrangement trees. Once genetic distances were greater when an outgroup was used for SSU mt rDNA analysis, trees were rooted along their longest internal branch by mid-point rooting. Phylogenetic trees were visualized and edited using FigTree 1.3.1 (<http://tree.bio.ed.ac.uk/software/figtree>).

Sequences from other *Schizopora* specimens locations (also classified as *Hyphodontia*), including temperate and tropical species were added in the analyses and are summarized at Table 1.

Results and discussion

Alignment

Amplification products of approximately 750 base pairs (bp) were obtained for ten ITS specimens and approximately 700 bp for nine mt SSU rDNA specimens. The complete dataset of 28 ITS sequences after alignment retrieved 721 bp and the log likelihood of the best ML tree recovered by RAxML was -1578.5623. The base frequencies were A 0.3124, C 0.1673, G 0.3119, and T 0.2875. In the mt SSU rDNA complete dataset, 13 sequences gave 669 bp after alignment; the log likelihood of the best ML tree was -1637.6395. The base frequencies were A 0.3715, C 0.1566, G 0.2068, and T 0.2651. The best nucleotide substitution model for ITS dataset was GTR + I + G and for SSU mt rDNA was TIM3+G, which were used for ML and NJ analysis.

Morphological and molecular analyses

Twenty *Schizopora* specimens were collected from the studied area and used for identification through morphological features. Fourteen specimens were successfully amplified and sequenced for at least one genetic marker (Table 1).

The mt SSU rDNA ML and NJ consensus tree (Figure 1) showed a strong support of *S. paradoxa* species (H2012-65/M2012-65/M2012-19) identified and

sequenced in this study with 100% bootstrap (Clade 3). The ITS consensus tree (Figure 2) showed a quite distinct distribution. Two *S. paradoxa* (M2012-65/M2012-19) from FLONA Amapá also grouped with 100% bootstrap, but isolated from the other *S. paradoxa* on the tree. Morphologically, these specimens show capitate cystidia ($10\text{--}12 \times 5\text{--}7 \mu\text{m}$) and encrusted hyphae ($4\text{--}6 \times 2\text{--}3 \mu\text{m}$). Some structures were well differentiated from other *S. paradoxa* analyzed in this study. Generative and skeletal hyphae are thinner ($1\text{--}2 \mu\text{m}$) than others ($3\text{--}5 \mu\text{m}$ thick), and there is a cluster of hyphae passing through the pore that can be confused with hyphal pegs. All *S. paradoxa* identified have no basidiospores size variation ($4.5\text{--}5.5 \times 4.5\text{--}5.5 \mu\text{m}$).

These morphological characteristics have also been observed in H2012-65. Unfortunately, we have not had succeeded ITS sequencing of H2012-65. But, these morphological features encompass with identical genetic similarity between M2012-65/M2012-19/H2012-65 based on mt SSU rDNA data, and these three specimens are genetically different from other *S. paradoxa* visualized on both trees.

Some incongruences were observed in both trees related to *S. flavipora*. The mt SSU rDNA tree shows *S. flavipora* (MG205218) joined with the remains *S. paradoxa* with only 31% bootstrap (Clade 1, Figure 1). The ITS consensus tree also shows *S. paradoxa* (MG205217/MG205216) grouped with *S. flavipora* (MG205218/MG205219) with 72% bootstrap (Figure 2). Núñez and Ryvarden (2001) separates *S. paradoxa* and *S. flavipora* by the pore size ($1\text{--}3 \mu\text{m}$ and $3\text{--}5 \mu\text{m}$, respectively), hyphal system (dimitic and monomitic, respectively), and the presence of hyphae with granular crystals encrusted in the apex in *S. paradoxa*. The specimens analyzed exhibit morphological features of *S. paradoxa* like hyphal system dimitic and encrusted hyphae. However, *S.*

paradoxa MG205217 exhibited 5–7 round pores per mm, while *S. paradoxa* MG205216 showed lacerated angular 1–2 pores per mm (Figure 3).

The morphological characteristics of *S. flavipora* specimens were quite variable with exception of *S. flavipora* MG 205218 and MG205219. The specimens showed marked features that faithfully allowed your identification: hyphal system monomitic, absence of hyphae encrusted and 3–6 pores per mm. Intriguingly, both specimens MG205220 and MG 205221 shows monomitic hyphal system and encrusted hyphae, 3–5 pores per mm and basidiospores globose to subglobose ($5\text{--}6 \times 2\text{--}4 \mu\text{m}$), characteristics of both *S. flavipora* and *S. paradoxa*. We decided to give the name *S. cf. flavipora* because monomitic hyphal system, once encrusted hyphae are not present in *S. flavipora* (Ryvarden and Johansen 1980; Núñez and Ryvarden 2001). Indeed, these two *Schizopora* are seen together in both trees, but they form an isolated group inside the top clade according to ITS database (Figure 2), which are very similar with one particular trait showed only by MG205220 and MG 20522, a very peculiar encrusted hyphae (Figure 4).

Based on the evidences below, the molecular data analysis shows that the pore size and basidiospores are not essential to morphologically distinguish *Schizopora* species. Only one specimen of *Schizopora paradoxa* showed 1–3 pores per mm, a characteristic used by Núñez and Ryvarden (2001) for species distinction. The basidiospores measure also showed no significant variations among the species ($4.5\text{--}5.5 \times 2\text{--}3.5 \mu\text{m}$). Paulus et al. (2000) agreed that differences in the size of basidiospores could be attributed to the way of mounting microscope glasses and even calibration of the microscope. Another element such as sterile capitate cystidia was not sufficient to

separate these species. This structure showed great variable size; for example, *S. paradoxa* cystidia have 15–20.5 x 8.75–5 µm variation, while *S. flavipora* was 5–12.5 x 3.5–7.5 µm. Although this data is in agreement with (Ryvarden 2004), some authors have found these same structures in much larger sizes (Maxwell 2011). According to Lim (2001) and Núñez and Ryvarden (2001) capitate cystidia is absent in *S. flavipora*. However, *S. flavipora* MG 205219 and MG 205218 showed capitate cystidia and hyphae with thickened apex, which could be confused with (Figure 5), like *S. flavipora* specimens from India (Tiwari et al. 2010).

Encrusted hyphae did not present variation in morphology among the *Schizopora* species (15–20 x 4–7 µm), except *S. cf. flavipora* MG 205221 (discussed above). According to Núñez and Ryvarden (2001) and Lim and Jung (2001) these structures are visualized only in *S. paradoxa*. However, Tiwari et al. (2010) also founded encrusted hyphae in *S. flavipora* and called them cystidia. This special feature may achieve the separation seen at ITS consensus tree. Actually, the clade formed by these species was not completely resolved. Distance matrixes constructed under the nucleotide substitution model provided by JModelTest for ITS database (data not shown) shows 0–0.4% between the two *S. cf. flavipora* and the two *S. flavipora* MG 205219 and MG 205220. This could indicate a morphological variation.

Although some authors (Ryvarden and Johansen, 1980; Núñez and Ryvarden 2001) include clamp connection as an important trait for taxonomy, the measurements carried out (2.5–4 µm for *S. paradoxa* and 2.5–5 µm for *S. flavipora*) were of no significance in the delimitation of *Schizopora* species.

The molecular data analyzed in this study are in agreement with the results of Paulus et al. (2000) with some points of discussion provided by the new Amazonian *Schizopora* gene sequences. The species delimitation of *S. flavipora* and *S. paradoxa* through the morphology of the species has proven difficult to separate, resulting in erroneous identifications. The Amazonian specimens grouped alone in the trees (with exception on the major clade composed by *S. paradoxa* and *S. flavipora* specimens on ITS tree) and are separated from other *Schizopora* species collected at other localities. Some attention must be employed at morphological differences relative to *S. paradoxa* M2012-65, M2012-19, *S. cf. paradoxa* MG 205221 and MG 205220 and their positioning in the trees. As demonstrated by Paulus et al. (2000), *S. paradoxa* showed the greatest genetic differentiation among *Schizopora* species and some specimens were well established, like *S. radula* clade.

Used for the first time in *Schizopora* intraspecific relationships, mt SSU rDNA dataset showed higher bootstrap values than ITS tree with 138 informative sites (191 informative sites for ITS). This region is composed of conserved and variable domains as observed in *Ganoderma* (Hong et al. 2002) and *Agrocybe*.(Gonzales and Labarere 1998), giving the opportunity to be used as a molecular marker to resolve this kind of phylogenetic relationships.

Morphological and molecular analyses presented here shows that hyphal system is the most importante character to *Schizopora* species identification. However, our findings are based on a small part of the studied group. Even with promising results, additional data must be added to resolve the questions aroused and to establish if the environment could influence the genetic variability seen in the *Schizopora* genus.

Acknowledgments

We would like to thank the Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade (ICMBio), Instituto Brasileiro de Meio Ambiente (IBAMA), Instituto de Pesquisas Científicas e Tecnológicas do Estado do Amapá (IEPA), and the Museu Paraense Emílio Goeldi for support during the field trips. We also thank the curator of INPA, FLOR (Universidade federal de Santa Catarina, ICN (Universidade Federal do Rio Grande do Sul) WU (Faculty Center Botany, Wien-Austria) and PDD (Landcare Research, Auckland-New Zealand) for the loan of exsiccates and access to the collections. We express our gratitude to the CNPq [INCT – Herbário Virtual de Plantas e Fungos 573883/2008-4, Universal 478973/2006-3, 479961/2007-7 and 470303/2009-3, Programa de Pesquisa em Biodiversidade da Amazônia (PPBio)]. We also thank the CNPq for the master scholarship of Adriene Soares. We are also grateful to Dr. Alexandre Aleixo by support in the laboratory of Molecular Biology, to MSc. Tibério Burlamaqui and Cínthia Mileo for helping us with molecular.

References

- Cunningham GH (1965) Polyporaceae of New Zealand. DSIR Bulletin 164: 1-304.
- David A, Rajchenberg M (1992) West African polypores: new species and combinations. Mycotaxon 45: 131-148
- Donk MA (1967) Notes on European polypores-II. Persoonia 5: 47-130
- Fries EM (1821) Systema Mycologicum. I
- Domanski S (1969) Wood-inhabiting fungi in bialowieza virgin forests in Poland. VIII. *Schizopora phellinoides* (Pil.) comb. Nov. and its diagnose. Acta Soc. Bot. Poloniae 38: 255-269

- Fidalgo O, Bononi VL (1989) Guia de coleta, preservação e herborização de material botânico. Manual n° 4. Instituto de Botânica, São Paulo
- Gardes M, Bruns TD (1993) ITS primers with enhanced specificity for Basidiomycetes: application to identification of mycorrhizae and rusts. *Mol Ecol* 2:113-118
- Góes-Neto A, Loguercio-Leite C, Guerrero RT (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 EA, Abreu LM, Borges AC, Araujo EF (2000) ITS sequences and mitochondrial DNA polymorphism in *Pisolithus* isolates. *Mycol. Res.* 104: 911-918
- Gonzalez P, Barroso G, Labarere J (1997) DNA sequence and secondary structure of the mitochondrial small subunit ribosomal RNA coding region including a group-IC2 intron from the cultivated basidiomycete *Agrocybe aegerita*. *Gene* 184:55–63
- Gottlieb, AM, Wright, JE, Moncalvo, J.-M (2002) *Inonotus* s.l. in Argentina – Morphology, cultural characters and molecular analyses. *Mycological Progress* 1: 299-313.
- Hall T (2004) Biological Sequence. Alignment Editor, v. 7.0.0. Department of Microbiology, North Carolina State University, Carlsbad.
- Hallenberg N (1983) On the *Schizopora paradoxa* complex (Basidiomycetes). *Mycotaxon* 18: 303-313
- Hong SG, Jeong W, Jung HS (2002) Amplification of mitochondrial small subunit ribosomal DNA of polypores and its potential for phylogenetic analysis. *Mycologia* 94: 823-833
- Johannesson H, Renvall P, Stenlid J (2000) Taxonomy of the *Antrodia semisupina* complex inferred from morphological and molecular characters. *Mycological Research* 104: 92-99
- Kim SY, Jung HS (2001) Phylogenetic relationship of the Polyporaceae Based on Gene Sequences of Nuclear Small ribosomal RNAs *Mycobiology* 29: 73-79
- Ko KS, Jung HS (1997) Phylogenetics of *Trichaptum* based on Mitochondrial small subunit rDNA sequences. *The Journal of Microbiology* 35: 259-263
- Langer E, Oberwinkler F (1993) Corticioid Basidiomycetes I. Morphology and ultrastructure. *Windahlia* 20: 1-28
- Langer E (1994) Die gattung *Hyphodontia* John Eriksson. *Bibl. Mycol* 154: 1-298.
- Langer E, Hallenberg N, Knudsen H (1996) Proposal to reject the names *Xylodon* and *Schizopora* in favour of *Hyphodontia*, nom. Cons. (Fungi, Corticiaceae). *Taxon* 45: 685-686

- Langer, E (1998) Evolution of *Hyphodontia* John Ericksson. *Biblioth Mycol* 154: 1-298
- Lim YW, Jung HS (2001) Taxonomic Study on Korean *Schizopora*. *Mycobiology* 29: 194-197
- Lim YW (2001) Systematic Study of Corticioid Fungi Based on Molecular Sequence Analyses. Ph.D Thesis, Seoul National University, Seoul
- Maxwell M (2011) Spore Prints. *Bulletin of the puget sound Mycological Society* 472p
- Núñez M, Ryvarden L (2001) East Asian Polypores. Vol. 2. Polyporaceae s. lato. *Synopsis Fungorum* 14: 119-522
- Paulus B, Hallenberg N, Buchanan PK, Chambers Gk (2000) A Phylogenetic study of the genus *Schizopora* (Basidiomycota) based on ITS DNA sequences. *Mycol Res* 104: 1155-1163
- Posada D (2008) jModelTest: Phylogenetic Model Averaging. *Molecular Biology and Evolution* 25:1253–1256
- Redberg GL, Hibbett DS, Ammirati-Jr JF, Rodriguez RJ (2003) Phylogeny and genetic diversity of *Bridgeoporus nobilissimus* inferred using mitochondrial and nuclear rDNA sequences *Mycologia* 95: 836–845
- Ryvarden L, Johansen I (1980) A preliminary polypore flora of East Africa. *Fungiflora*, Oslo
- Ryvarden L (1991) Genera of Polypores. Nomenclature and taxonomy. *Synopsis Fungorum* 5:1-363
- Saitou N, Nei M (1987) The neighbor-joining method: a new method for reconstructing phylogenetic trees. *Mol Biol Evol* 4:406–425
- Stamatakis A (2006) RAxML-VI-HPC: maximum likelihood- based Phylogenetic analyses with thousands of taxa and mixed models. *Bioinformatics* 22:2688–2690
- Szabó I (2012) Poroid Fungi of Hungary in the Collection of Igmándy Zoltán. *Acta Silv Lign Hung* 8: 113–122
- Tamura K, Dudley J, Nei M, Kumar S (2007) MEGA4: Molecular Evolutionary Genetics Analysis (MEGA) software version 4.0. *Molecular Biology and Evolution* 24:1596-1599
- Tiwari CK, Parihar J, Verma RK (2010) Additions to wood decaying fungi of India. *Jott Note* 2: 970-973
- Thompson JD, Gibson TJ, Plewniak F, Jeanmougin F, Higgins DG (1997) The CLUSTAL_X Windows Interface: Flexible strategies for Multiple Sequence Alignment Aided by Quality Analysis Tools. *Nucleic Acids Res* 24: 4876-4882.

- White TJ, Bruns T, Lee S, Taylor J (1990) Amplification and direct sequencing of fungal ribosomal RNA genes for phylogenetics. In: Innis MA, Gelfand DH, Sninsky, J.J., White, T.J.(Eds.), PCR Protocols: A Guide to Methods and Applications Academic Press, New York, pp. 315–322.
- Wu S-H (2001) Three new species of Hyphodontia with poroid hymenial surface. *Mycologia* 93: 1019-1025

Tables

Table 1 Species and GenBank accession numbers of the *Schizopora* species used in this study according to genetic marker.

Species	Source	Number of collection or deposit in Herbarium MG	Sequence	
			ITS	SSU mt rDNA
<i>Schizopora paradoxa</i>	FLONA do Amapá	MG 205216	●	○
<i>Schizopora flavipora</i>	FLONA do Amapá	MG 205218	●	○
<i>Schizopora flavipora</i>	“Capoeira” Amapá	MG 205219	●	
<i>Schizopora</i> cf. <i>flavipora</i>	“Capoeira” Amapá	MG 205220	●	○
<i>Schizopora paradoxa</i>	FLONA do Amapá	M2012-12	●	○
<i>Schizopora paradoxa</i>	FLONA do Amapá	M2012-65	●	○
<i>Schizopora paradoxa</i>	FLONA do Amapá	H2012-65		○
<i>Schizopora paradoxa</i>	FLONA do Amapá	MG 205217	●	○
<i>Hyphodontia tropica</i>		AF145584.1	●	
<i>Hyphodontia alutaria</i>		AF026660		○
<i>Hyphodontia alutaria</i>		AF069640		○
<i>Schizopora radula</i>	Germany	AF069636		○
<i>Schizopora paradoxa</i>	USA	AF026654		○

Table 1 - continued

Species	Source	Number of collection or deposit in Herbarium MG	Sequence	
			ITS	SSU mt rDNA
<i>Schizopora paradoxa</i>	FLONA do Amapá	Bar-01		○
<i>Schizopora</i> cf. <i>flavipora</i>	FLONA do Amapá	MG 205221	●	○
<i>Schizopora paradoxa</i>	RUSSIA	AF145571.1	●	
<i>Schizopora paradoxa</i>	ROMANIA	AF145572.1	●	
<i>Schizopora</i> cf. <i>radula</i>	-	JQ673188.1	●	
<i>Schizopora radula</i>	AUSTRALIA	AF145580.1	●	
<i>Schizopora radula</i>	New Zealand	AF145576.1	●	
<i>Schizopora</i> cf. <i>radula</i>	USA	JQ673187.1	●	
<i>Hyphodontia radula</i>	New Zealand	GQ411525.1	●	
<i>Schizopora flavipora</i>	TAIWAN	AF145585.1	●	
<i>Schizopora flavipora</i>	ROMANIA	AF145575.1	●	
<i>Schizopora flavipora</i>	ROMANIA	AF145573.1	●	
<i>Schizopora flavipora</i>	TURKEY	AF145574.1	●	
<i>Hyphodontia nothofagi</i>	New Zealand	GQ411524.1	●	
<i>Schizopora nothofagi</i>	New Zealand	AF145582.1	●	
<i>Schizopora nothofagi</i>	New Zealand	AF145583.1	●	
<i>Hyphodontia aspera</i>		JQ358805.1	●	
<i>Hyphodontia niemelaei</i>		EU583421.1	●	
<i>Hyphodontia tropica</i>		AF145586.1	●	

Figures

Fig 1 Phylogenetic relationships among species in the genus *Schizopora* based on SSU mt rDNA. Bootstrap support values from 1000 replicates are assigned to each node. Taxon names are followed by GenBank accession numbers or herbarium access number when available.

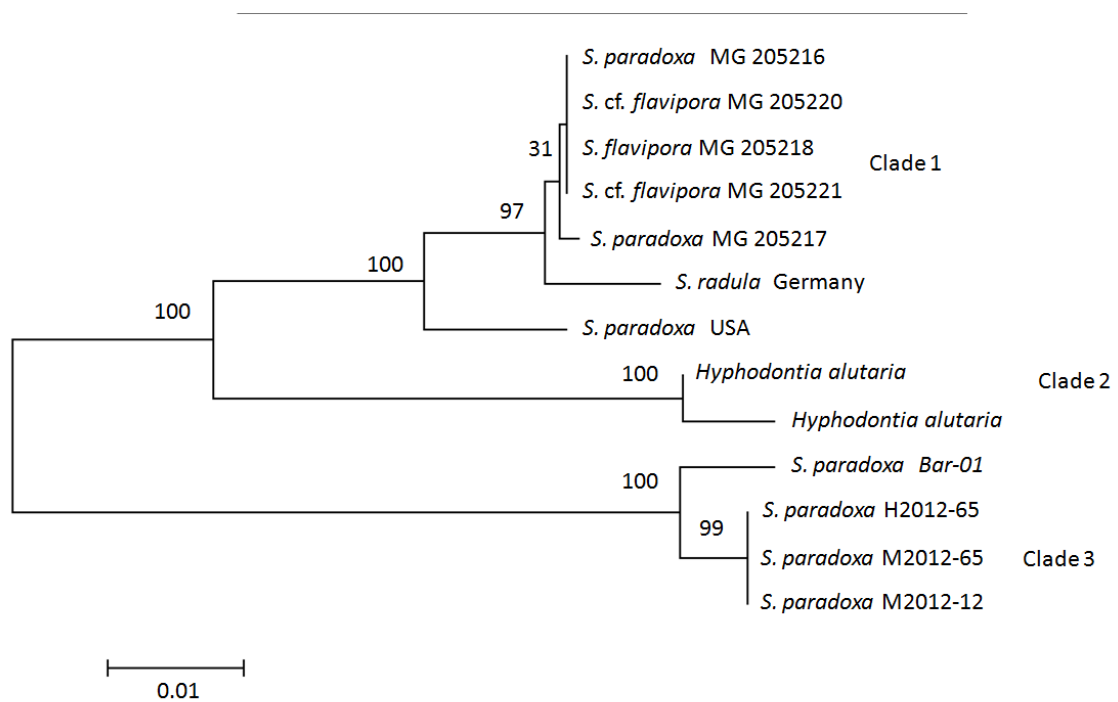


Fig 2 Phylogenetic relationships among species in the genus *Schizopora* based on ITS rDNA sequences. Bootstrap support values from 1000 replicates are assigned to each node. Taxon names are followed by GenBank accession numbers or herbarium access number when available.

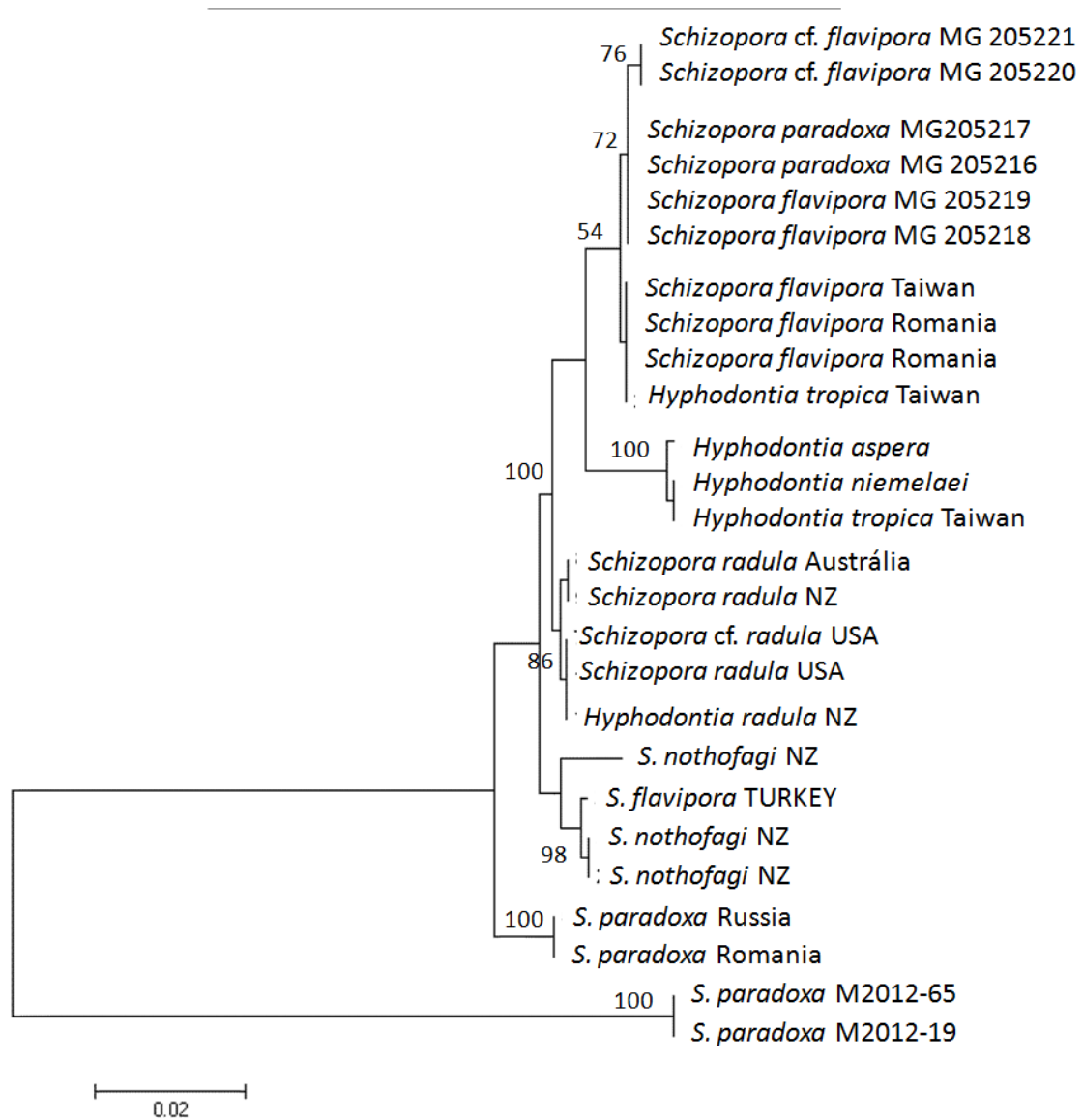


Fig 3 Micromorphological structures and basidiome of *S. paradoxa* (MG 205216). **a** Encrusted hyphae with crystals on apex. **b** Generative hyphae with clamp. **c** Resupinate poroid hymenial surface.



Fig 4 Macro and micromorphological characteristics of *S. cf. paradoxa* MG 205220. **a** Encrusted hyphae. **b** Cystidia with clamp connection. **c** Generative hyphae with clamp. **d** Basidiocarp resupinate poroid hymenial surface.

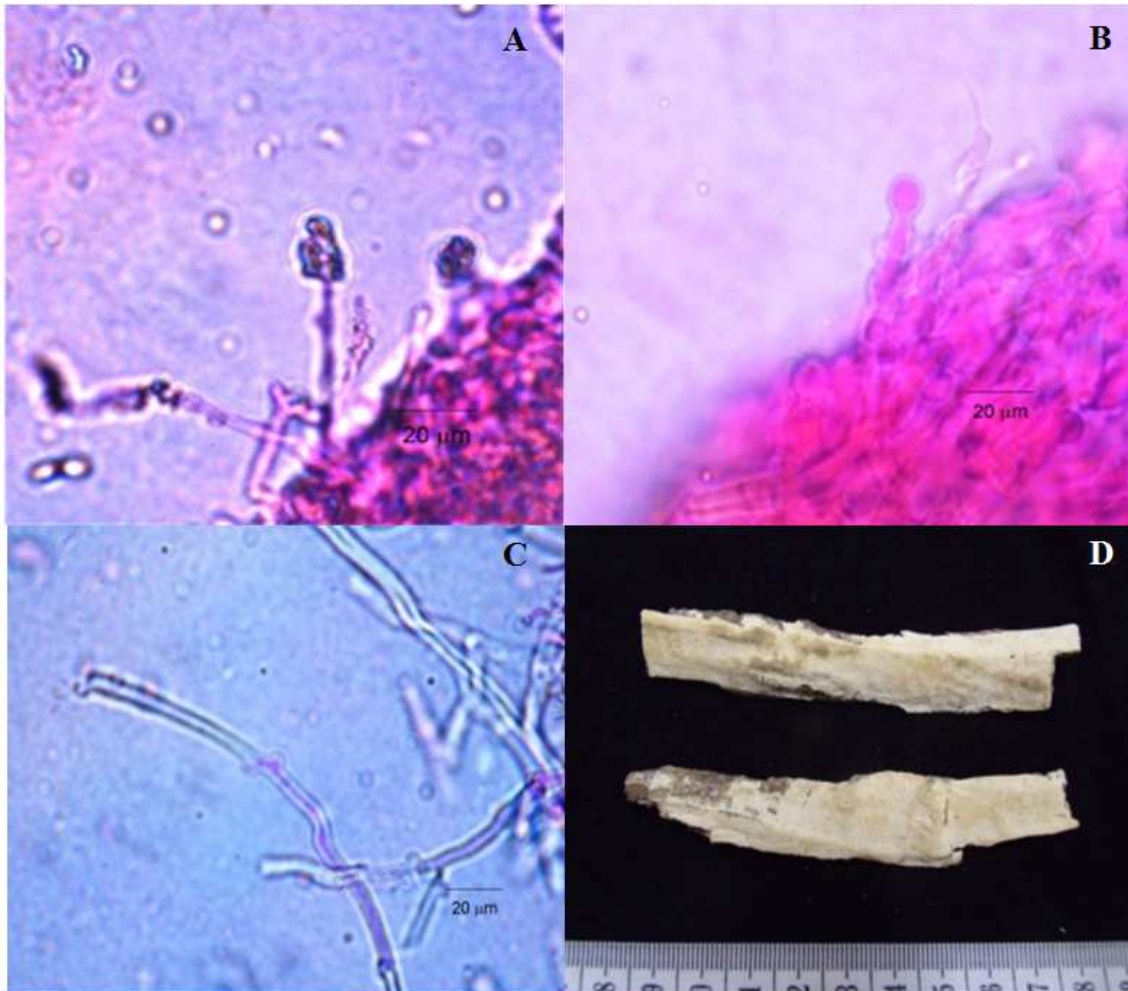
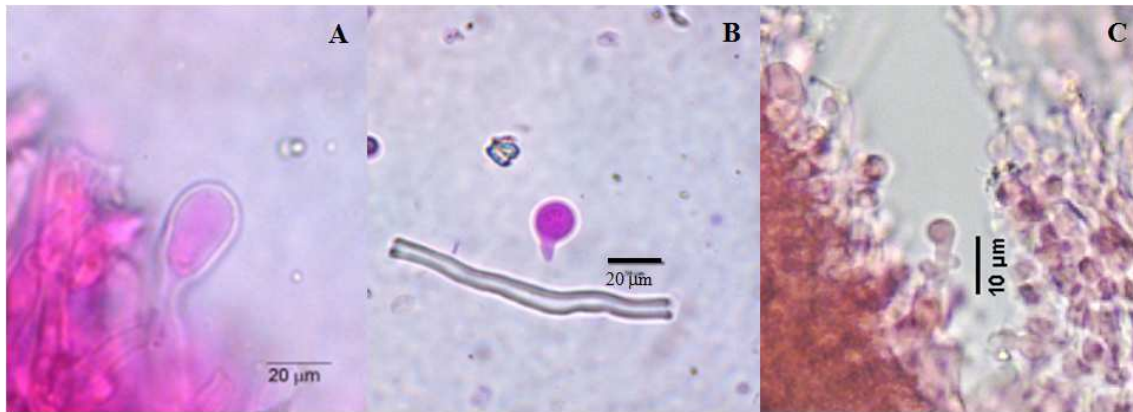


Fig 5 Micromorphological similarities in *Schizopora*. **a** Thick hypha at apex. **b** Cystidia of *Schizopora flavipora*. **c** cystidia of *S. paradoxa*.



CONCLUSÕES GERAIS

Este trabalho apresentou um incremento ao conhecimento taxonômico, biogeográfico, morfológico e molecular dos fungos poroides da Floresta Nacional do Amapá, aumentando o número de espécies conhecidas para o estado do Amapá, Amazônia e Brasil.

Quatro espécies são novas para o Brasil, sete são novas para a Amazônia e 87 são novas para o Amapá.

A família Polyporaceae foi a mais representada em números de gêneros e espécies

Embora a área de estudo apresente uma ampla diversidade, os estudos precisam ser continuados uma vez que a curva de acumulação de espécies não se estabilizou.

Inferências filogenéticas em *Schizopora* revelaram que este gênero possui uma reduzida diversidade genética. Análises moleculares e morfológicas revelaram novos aspectos relacionados à *S. paradoxa*. Há a necessidade de mais análises de espécimes do Neotrópico para melhor avaliar a disposição encontrada para o gênero.

ANEXOS

Anexo 1 – Normas para a submissão na revista ACTA AMAZÔNICA

Condições para submissão

Como parte do processo de submissão, os autores devem verificar a conformidade da submissão em relação a todos os itens listados a seguir. Submissões que não estejam de acordo com as normas são devolvidas aos autores.

1. O tamanho máximo do arquivo deve ser 3 MB.
2. O manuscrito deve ser acompanhado de uma carta de submissão indicando que: a) os dados contidos no trabalho são originais e precisos; b) que todos os autores participaram do trabalho de forma substancial e estão preparados para assumir responsabilidade pública pelo seu conteúdo; c) a contribuição apresentada à Revista não foi previamente publicada e nem está em processo de publicação, no todo ou em parte em outro veículo de divulgação. A carta de submissão deve ser carregada no sistema da Acta Amazonica como "documento suplementar".
3. Os manuscritos são aceitos em português, espanhol e inglês, mas encorajam-se contribuições em inglês. A veracidade das informações contidas numa submissão é de responsabilidade exclusiva dos autores.
4. A extensão máxima para artigos e revisões é de 30 páginas (ou 7500 palavras, excluindo a primeira página, ver item 8) incluindo bibliografia, tabelas, figuras e legendas, dez páginas (2500 palavras) para comunicações e notas científicas e cinco páginas para outros tipos de contribuições. Tabelas e figuras devem ser inseridas ao final do texto, nesta ordem. Uma cópia das figuras deve ser submetida em formato eletrônico na página do Periódico (ver itens 24-31).
5. Os manuscritos formatados conforme as Normas da Revista (Instruções para os autores) são enviados aos editores associados para pré-avaliação. Neste primeiro julgamento são levados em consideração a relevância científica, a inteligibilidade do manuscrito e o escopo no contexto amazônico. Nesta fase, contribuições fora do escopo ou de pouca relevância científica são rejeitadas. Manuscritos aprovados na pré-avaliação são enviados para revisores (pelo menos dois), especialistas de outras instituições diferentes daquelas dos autores, para uma análise mais detalhada.
6. Uma contribuição pode ser considerada para publicação, se tiver recebido pelo menos dois pareceres favoráveis no processo de avaliação. A aprovação dos manuscritos está fundamentada no conteúdo científico e na sua apresentação conforme as Normas da Revista.
7. Os manuscritos que necessitam correções são encaminhados aos autores para revisão. A versão corrigida deve ser encaminhada ao Editor no prazo de DUAS semanas. Uma carta de encaminhamento deve ser carregada no sistema da Revista, detalhando as correções efetuadas. Nessa carta, recomendações não incorporadas ao manuscrito

devem ser explicadas. Todo o processo de avaliação pode ser acompanhado no endereço, <http://submission.scielo.br/index.php/aa/login>.

8. A organização do manuscrito deve seguir esta ordem, na primeira página: Título, nome(s) e endereço institucional e eletrônico do(s) autor(es). Nas páginas seguintes: Título, Resumo, Palavras-Chave, Introdução, Material e Métodos, Resultados, Discussão, Agradecimentos (incluído apoio financeiro), Bibliografia Citada e finalmente, tabelas e figuras com as suas respectivas legendas.

Importante: Toda submissão deve incluir antes da Introdução: título, abstract e palavras-chave (keywords) em inglês.

9. As comunicações e notas científicas são redigidas separando os tópicos (Introdução, etc) em parágrafos, mas sem incluir os seus respectivos títulos. Estas contribuições, como no caso do artigo completo, também devem conter: Título, nome(s) e endereço institucional e eletrônico do(s) autor(es), Resumo, Palavras Chave e os tópicos do artigo completo incluindo título, abstract e palavras-chave (keywords) em inglês. São permitidas até três figuras e duas tabelas.

10. O(s) nome(s) completo(s) do(s) autor(es) deve(m) ser escrito(s) com o último nome em letras maiúsculas. Nomes e instituição(ões) com o endereço completo, incluindo telefone, fax, e-mail devem ser cadastrados no sistema da Revista no ato da submissão.

11. **IMPORTANTE:** Os manuscritos não formatados conforme as Normas da Revista **NÃO** são aceitos para publicação.

12. Os manuscritos devem ser preparados usando editor de texto (e salvos em formato doc, docx ou rtf), utilizando fonte "Times New Roman", tamanho 12 pt, espaçamento duplo, com margens de 3 cm. As páginas e as linhas devem ser numeradas de forma contínua.

13. O título deve ser justificado à esquerda; com a primeira letra maiúscula.

14. O resumo, com até 250 palavras ou até 150 palavras no caso de notas e comunicações, deve conter de forma sucinta, o objetivo, a metodologia; os resultados e as conclusões. Os nomes científicos das espécies e demais termos em latim devem ser escritos em itálico.

15. As palavras-chave devem ser em número de três a cinco. Cada palavra-chave pode conter dois ou mais termos. Porém, não repetir palavras utilizadas no título.

16. Introdução. Esta seção deve enfatizar o propósito do trabalho e fornecer de forma sucinta o estado do conhecimento sobre o tema em estudo. Nesta seção devem-se especificar claramente os objetivos ou hipóteses a serem testados. Não incluir resultados ou conclusões na Introdução.

17. Material e Métodos. Esta seção deve ser organizada cronologicamente e explicar os procedimentos realizados, de tal modo que outros pesquisadores possam repetir o

estudo. O procedimento estatístico utilizado deve ser descrito nesta seção. Procedimentos-padrão devem ser apenas referenciados. As unidades de medidas e as suas abreviações devem seguir o Sistema Internacional e, quando necessário, deve constar uma lista com as abreviaturas utilizadas. Equipamento específico utilizado no estudo deve ser descrito (modelo, fabricante, cidade e país de fabricação). Material testemunho (amostra para referência futura) deve ser depositado em uma ou mais coleções científicas e informado no manuscrito.

18. Aspectos éticos e legais. Para estudos que exigem autorizações especiais (p.ex. Comitê de Ética/Comissão Nacional de Ética em Pesquisa - CONEP, IBAMA, CNTBio, INCRA/FUNAI, EIA/RIMA, outros) deve-se informar o número do protocolo de aprovação.

19. Resultados. Os resultados devem apresentar os dados obtidos com o mínimo julgamento pessoal. Não repetir no texto toda a informação contida em tabelas e figuras. Algarismos devem estar separados de unidades. Por exe., 60 °C e NÃO 60° C, exceto para percentagem (p. exe., 5% e NÃO 5 %). Utilizar unidades e símbolos do sistema internacional e simbologia exponencial. Por exe., cmol kg^{-1} em vez de meq/100g.

20. Discussão. A discussão deve ter como alvo os resultados obtidos. Evitar mera especulação. Entretanto, hipóteses bem fundamentadas podem ser incorporadas. Apenas referências relevantes devem ser incluídas. As conclusões devem conter uma interpretação sucinta dos resultados e uma mensagem final que destaque as implicações científicas do trabalho. As conclusões podem ser apresentadas como um tópico separado ou incluídas como parte da seção Discussão.

21. Agradecimentos (incluindo apoio financeiro). Devem ser breves e concisos.

22. Bibliografia citada. Pelo menos 70% das referências devem ser artigos de periódicos científicos. As referências devem ser preferencialmente dos últimos 10 anos e de preferência não exceder o número de 40. Os nomes dos autores devem ser citados em ordem alfabética. As referências devem se restringir a citações que aparecem no texto. Nesta seção, o título do periódico NÃO deve ser abreviado.

a) Artigos de periódicos:

Walker, I. 2009. Omnivory and resource - sharing in nutrient - deficient Rio Negro waters: Stabilization of biodiversity? *Acta Amazonica*, 39: 617-626.

Alvarenga, L.D.P.; Lisboa, R.C.L. 2009. Contribuição para o conhecimento da taxonomia, ecologia e fitogeografia de briófitas da Amazônia Oriental. *Acta Amazonica*, 39: 495-504.

b) Dissertações e teses:

Ribeiro, M.C.L.B. 1983. *As migrações dos jaraquis (Pisces: Prochilodontidae) no rio Negro, Amazonas, Brasil*. Dissertação de Mestrado, Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia/Fundação Universidade do Amazonas, Manaus, Amazonas. 192p.

c) Livros:

Steel, R.G.D.; Torrie, J.H. 1980. *Principles and procedures of statistics: a biometrical approach*. 2da ed. McGraw-Hill, New York, 1980, 633p.

d) Capítulos de livros:

Absy, M.L. 1993. Mudanças da vegetação e clima da Amazônia durante o Quaternário. In: Ferreira, E.J.G.; Santos, G.M.; Leão, E.L.M.; Oliveira, L.A. (Ed.). *Bases científicas para estratégias de preservação e desenvolvimento da Amazônia*. v.2. Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Manaus, Amazonas, p.3-10.

e) Citação de fonte eletrônica:

CPTEC, 1999. Climanalise, 14: 1-2 (www.cptec.inpe.br/products/climanalise). Acesso em 19/05/1999.

23. No texto, citações de referências seguem a ordem cronológica. Para duas ou mais referências do mesmo ano citar conforme a ordem alfabética. Exemplos:

a) Um autor:

Pereira (1995) ou (Pereira 1995).

b) Dois autores:

Oliveira e Souza (2003) ou (Oliveira e Souza 2003).

c) Três ou mais autores:

Rezende *et al.* (2002) ou (Rezende *et al.* 2002).

d) Citações de anos diferentes (ordem cronológica):

Silva (1991), Castro (1998) e Alves (2010) ou (Silva 1991; Castro 1998; Alves 2010).

e) Citações no mesmo ano (ordem alfabética):

Ferreira *et al.* (2001) e Fonseca *et al.* (2001); ou (Ferreira *et al.* 2001; Fonseca *et al.* 2001).

FIGURAS

24. Fotografias, desenhos e gráficos devem ser de alta resolução, em preto e branco com alto contraste, numerados sequencialmente em algarismos arábicos. A legenda da figura deve estar em posição inferior a esta. NÃO usar tonalidades de cinza em gráfico dispersão (linhas ou símbolos) ou gráficos de barra. Em gráfico de dispersão usar símbolos abertos ou sólidos (círculos, quadrados, triângulos, ou losangos) e linhas em

preto (contínuas, pontilhadas ou tracejadas). Para gráfico de barra, usar barras pretas, bordas pretas, barras listradas ou pontilhadas. Na borda da área de plotagem utilizar uma linha contínua e fina, porém NÃO usar uma linha de borda na área do gráfico. Evitar legendas desnecessárias na área de plotagem. Nas figuras, NÃO usar letras muito pequenas (< tamanho 10 pt), nos títulos dos eixos ou na área de plotagem. Nos eixos (verticais, horizontais) usar marcas de escala internas. NÃO usar linhas de grade horizontais ou verticais, exceto em mapas ou ilustrações similares. O significado das siglas utilizadas deve ser descrito na legenda da figura.

25. O número máximo de figuras é de sete em artigos e de três em comunicações e notas científicas e devem ser de alta qualidade.

26. As figuras devem estar dimensionadas de forma compatível com as dimensões da Revista, ou seja, largura de uma coluna (8 cm) ou de uma página 17 cm e permitir espaço para a legenda. As ilustrações podem ser redimensionadas durante o processo de produção para otimizar o espaço da Revista. Na figura, quando for o caso, a escala deve ser indicada por uma linha ou barra (horizontal) e, se necessário, referenciadas na legenda da figura, por exemplo, barra = 1 mm.

27. No texto, a citação das figuras deve ser com letra inicial maiúscula, na forma direta ou indireta (entre parêntesis). Por ex.: Figura 1 ou (Figura 1). Na legenda, a figura deve ser numerada seguida de ponto antes do título. Por ex.: "Figura 1. Análise..."

28. Para figuras não originais ou publicadas anteriormente, os autores devem informar explicitamente no manuscrito que a permissão para reprodução foi concedida e carregar no sistema da Revista, como documento suplementar, o comprovante outorgado pelo detentor dos direitos autorais.

29. Fotografias e ilustrações (Bitmap) devem estar no formato tiff ou jpeg, em alta resolução (mínimo de 300 dpi). Em gráficos de dispersão ou de barras utilizar o formato xls, xlsx, eps, cdr ou ai. Cada uma das figuras inseridas no texto deve também ser carregada no sistema da Acta Amazonica em arquivo separado, como um "documento suplementar".

30. Fotografias devem estar, preferencialmente, em preto e branco. Fotografias coloridas podem ser aceitas, mas o custo de impressão é por conta dos autores. Como alternativa, pode ser usada figura em preto e branco na versão impressa e colorida (se for necessário) na versão eletrônica, sem custo para os autores.

31. Os autores podem ser convidados a enviar uma fotografia colorida, para ilustrar a capa da Revista. Nesse caso, não há custos para os autores.

TABELAS

32. As tabelas devem ser organizadas e numeradas sequencialmente em algarismos arábicos. O número máximo de tabelas é de cinco para os artigos e de duas para as comunicações e notas científicas. A numeração e o título (autoexplicativo) devem estar

em posição superior à tabela. A tabela pode ter notas de rodapé. O significado das siglas utilizadas na tabela (cabeçalhos, etc) deve ser descrito no título.

33. As tabelas devem ser elaboradas em editor de texto (extensão rtf, doc ou docx) e não devem ser inseridas no texto como figura (p. exe. no formato jpeg).

34. A citação no texto pode ser na forma direta ou indireta (entre parêntesis), por extenso, com a letra inicial maiúscula. Por exe. Tabela 1 ou (Tabela 1). Na legenda, a tabela deve ser numerada seguida de ponto antes do título. Por exe. "Tabela 1. Análise...".

INFORMAÇÕES

ADICIONAIS

1. A Acta Amazonica pode efetuar alterações de formatação e correções gramaticais no manuscrito para ajustá-lo ao padrão editorial e linguístico. As provas finais são enviadas aos autores para a verificação. Nesta fase, apenas os erros tipográficos e ortográficos podem ser corrigidos. Nessa etapa, **NENHUMA** alteração de conteúdo pode ser feita no manuscrito, se isso acontecer, o manuscrito pode retornar ao processo de avaliação.

2. A Acta Amazonica não cobra taxas para publicação. Informações adicionais podem ser obtidas por e-mail acta@inpa.gov.br. Para informações sobre um determinado manuscrito, deve-se fornecer o número de submissão.

3. As assinaturas da Acta Amazonica podem ser pagas com cheque ou vale postal. Para o exterior, a assinatura institucional custa US\$ 100,00 e a assinatura individual US\$

75,00. Para contato: valda@inpa.gov.br. Tel.: (55 92) 3643-3643 ou fax: (55 92) 3643-3029.

Anexo 2 – Normas para a submissão na revista MYCOSCIENCE

FULL PAPER (*Specify the category of the paper*)

Pyricularia japonica, a new species on leaves of Oryza sativa

Susumu Takamatsu · Makoto Kakishima · Gen Okada · Takashi Yaguchi ·
Yoshitaka Ono

S. Takamatsu

The affiliation and address of the author.

M. Kakishima · Y. Ono

The affiliation and address of the author.

G. Okada · T. Yaguchi

The affiliation and address of the author.

Present Address:

Y. Ono

The affiliation and address of the author.

Corresponding author: G. Okada

Tel: +xx-xx-xxx-xxxx

Fax: +yy-yy-yyy-yyyy

E-mail: abcd@efg. hi. jp

Text 15 pages; Tables 2; Figures 2

Abstract Please provide an abstract of no more than 200 words for Reviews and

Full-length articles, 100 words for Short communications and Notes. The abstract should not contain any undefined abbreviations or unspecified references. Omit names of authors of taxa in the title and abstract.

Key words Anamorphic fungi · Bamboo · Coelomycetes · Rice · Taxonomy (*in alphabetical order; do not repeat terms already used in the title*)

Introduction

Start the first paragraph after main headings here. Italic and boldface type should be specified using the features of standard word-processing software. A Short communication and Note should not be divided into sections, except for References.

Start subsequent paragraph here. Use tab stops or other commands for indents, not the space bar. Cite references in the text by surname of the author(s) and year of publication in parentheses. Authors should be cited chronologically (Domsch et al. 1980a, b; Cooke and Rayner 1984; Hyde and Rappaz 1993; *in chronological order*).

Materials and methods

Morphological studies (SECOND-LEVEL HEADING)

Start second-level headings at left margin in Roman but not boldface. Authors are urged to deposit voucher specimens and cultures in public herbaria and culture collections. The registered specimen numbers or strain numbers must be cited in the paper.

According to the recommendations in the International Code of Botanical Nomenclature, authors who are describing new species or new infraspecific taxa are recommended to deposit a living culture (ex-type culture), whenever practicable, in at least two institutional culture or genetic resource collections, and cite these in the paper.

Phylogenetic analysis (SECOND-LEVEL HEADING)

DNA isolation (THIRD-LEVEL HEADING)

Third-level headings are italicized. Molecular sequence data must be deposited in a molecular sequence repository (DDBJ, <http://www.ddbj.nig.ac.jp>; EMBL, <http://www.ebi.ac.uk>; GenBank, <http://www.ncbi.nlm.nih.gov/Genbank/>) and the accession numbers must be cited in the paper.

Sequence analysis of 18S rDNA (THIRD-LEVEL HEADING)

Third-level headings are italicized. Authors are also expected to deposit sequence alignments in TreeBASE (<http://www.treebase.org/>) or other public databases, and indicate the temporary study accession number and P.I.N. number in the text for checking by reviewers.

Results

Start the first paragraph after main headings here. Do not start sentences with numbers, symbols, or abbreviated words (e.g., abbreviated taxon names). Refer to figures in the text (e.g., Fig. 1; Fig. 1a; Fig. 1a, b; Figs. 1–3; Figs. 1a–d, 2).

Taxonomy

Pyricularia japonica S. Takam., Kakish. & G. Okada, sp. nov.

Figs. 1, 2

MycoBank no.: MB #####

Description or diagnosis either in Latin or in English.

Type: Country, locality, host or substrate, date of isolation or collection, isolator or collector, registered numbers: e.g., Japan, Saitama Prefecture, Wako-shi, Hirosawa, on leaves of *Oryza sativa* L., 1 January 2009, leg. G. Okada (Holotypus, TNS-F-#####; isotypus, TFM:FPH-#####; ex-type culture, JCM ##### and CBS #####).

rDNA sequence ex holotype: AB #####.

Etymology: *Japonica*, from the known distribution of the taxon.

Teleomorph: Unknown.

Start description. Record measurements as length by width (or diameter). Place exceptional dimensions in parentheses. Indicate mean values, etc. separately. Example: (10–)13–16(–18.5) × 7–8(–9) μm, 15.5 × 7.5 μm on average.

References

Aoki T, Scandiani MM, O'Donnell K (2011) Phenotypic, molecular phylogenetic, and pathogenetic characterization of *Fusarium crassistipitatum* sp. nov., a novel soybean sudden death syndrome pathogen from Argentina and Brazil. Mycoscience doi:10.1007/s10267-011-0150-3

- Brown B, Aaron M (2001) The politics of nature. In: Smith J (ed) The rise of modern genomics, 3rd edn. Wiley, New York
- Cooke RC, Rayner ADM (1984) Ecology of saprotrophic fungi. Longman, London
- Doe J (1999) Title of subordinate document. In: The dictionary of substances and their effects. Royal Society of Chemistry. Available via DIALOG. [http://www.rsc.org/dose/title of subordinate document](http://www.rsc.org/dose/title%20of%20subordinate%20document). Retrieved 16 Jan 2011
- Domsch KH, Gams W, Anderson T-H (1980a) Compendium of soil fungi, vol 1. Academic Press, London
- Domsch KH, Gams W, Anderson T-H (1980b) Compendium of soil fungi, vol 2. Academic Press, London
- Gams W, Christensen M, Onions AH, Pitt JI, Samson RA (1985) Infrageneric taxa of *Aspergillus*. In: Samson RA, Pitt JI (eds) Advances in *Penicillium* and *Aspergillus* systematics. Plenum, New York, pp 55-62
- Horn WB (1989) Ultrastructural changes in tricho-spores of *Smittium culisetae* and *S. culicis* during in vitro sporangiospore extrusion and holdfast formation. *Mycologia* 81:742–753
- Hughes SJ, Seifert KA (2011) Taxonomic and nomenclatural notes on sooty mould names based on species mixtures: *Hormiscium handelii* and *Torula lechleriana* *Mycoscience* doi:10.1007/s10267-011-0133-4
- Hyde KD, Chalermpongse A, Boonthavikoon T (1990) Ecology of intertidal fungi at Ranong mangrove, Thailand. *Trans Mycol Soc Jpn* 31:17–27
- Hyde KD, Rappaz F (1993) *Eutypa bathurstensis* sp. nov. from intertidal *Avicennia*. *Mycol Res* (in press)
- Imazeki R, Hongo T (1965) Coloured illustration of fungi of Japan, II (in Japanese). Hoikusha, Osaka

- Kirkpatrick B, Smart C (1994) Identification of MLO-specific PCR primers obtained from 16S/23S rRNA spacer sequences. 10th International Congress of the International Organization for Mycoplasmaology (IOM), Bordeaux, France, July 19–26, pp 261–262
- Kreisel H (1991) Neoteny in the phylogeny of Eumycota. In: Hawksworth DL (ed) *Frontiers in mycology* (4th International Mycological Congress 1990). CAB International, Wallingford, pp 69–84
- Kudo A, Kaneko S (1977) Parasitism of *Aecidium meliosmae-myrianthae* to grapes (Abstract) (in Japanese). *Ann Phytopathol Soc Jpn* 43:322
- LoBuglio KF, Pfister DH (2008) A *Glomerella* species phylogenetically related to *Colletotrichum acutatum* on Norway maple in Massachusetts. *Mycologia* 100:710–715; doi: 10.3852/07-192
- Lohsomboon P, Kakishima M, Ono Y (1990a) The genus *Triphragmiopsis* (Uredinales). *Trans Mycol Soc Jpn* 31: 335-343
- Lohsomboon P, Kakishima M, Ono Y (1990b) A revision of genus *Nyssopsora* (Uredinales). *Mycol Res* 94: 907-922
- Morimoto Y (1953) Notes on species of the rust fungi collected in the island of Yakushima, Kiusiu (in Japanese). *J Jpn Bot* 28:313–316
- Nandson GA (1911) The sexual process in yeasts and bacteria (in Russian). *Russkij Vrach* 51:2093
- Niinomi S, Takamatsu S, Havrylenko M (2008) Molecular data do not support a southern hemisphere base of *Nothofagus* powdery mildews. *Mycologia* 100:716-726; doi:10.3852/08-030
- Powell PE (1974) Taxonomic studies in the genus *Hypoderma*. PhD thesis, Cornell University, Ithaca, New York

- Sagara N (1992) Experimental disturbances and epigeous fungi. In: Carroll GC, Wicklow DT (eds) *The fungal community*, 2nd edn. Marcel Dekker, New York, pp 427-454
- South J, Blass B (2001) *The future of modern genomics*. Blackwell, London
- Takamatsu S, Heluta V, Havrylenko M, Divarangkoon R (2008) Four powdery mildew species with catenate conidia infect *Galium*: molecular and morphological evidence. *Mycol Res* 113:117-129; doi:10.1016/j.mycres.2008.09.006
- Takeshita N, Fischer R (2011) On the role of microtubules, cell end markers, and septal microtubule organizing centres on site selection for polar growth in *Aspergillus nidulans*. *Fung Biol* 115:506-517; doi: 10.1016/j.funbio.2011.02.009
- Udagawa S, Kamiya S, Tsubouchi H (1994a) *Aspergillus salviicola*, a new species from imported spice. *Mycoscience* 35:245–248
- Udagawa S, Uchiyama S, Kamiya S (1994b) A new species of *Myxotrichum* with an *Oidiodendron* anamorph. *Mycotaxon* 52:197–205

Figure legends

Fig. 1 *Pyricularia japonica* (TNS-F-#####). **a** Colonies on a leaf of *Oryza sativa*. **b** Stroma. **c, d** Conidiophores. **e–g** Conidia. Bars **a, b** 100 μm ; **c–f** 20 μm ; **g** 10 μm

Fig. 2 Neighbor-joining tree derived from the 18S rDNA sequences from the 50 Magnaporthaceous fungi. The *scale bar* indicates one base change per 100 nucleotide positions. Bootstrap values were calculated from 1000 replications