



Universidade Federal De Pernambuco
Centro De Biociências
Departamento De Micologia
Programa De Pós-Graduação Em Biologia De Fungos

ANGELINA DE MEIRAS-OTTONI

**FUNGOS CLAVARIOIDES (AGARICOMYCETES) EM ÁREAS DE FLORESTAS
PLUVIAIS DO NORTE E NORDESTE DO BRASIL: TAXONOMIA MORFOLÓGICA
E MOLECULAR**

Recife
2017

ANGELINA DE MEIRAS-OTTONI

**FUNGOS CLAVARIOIDES (AGARICOMYCETES) EM ÁREAS DE FLORESTAS
PLUVIAIS DO NORTE E NORDESTE DO BRASIL: TAXONOMIA MORFOLÓGICA
E MOLECULAR**

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

Orientador: Profa. Dra. Tatiana Baptista Gibertoni

Recife
2017

Catalogação na fonte
Elaine Barroso
CRB 1728

Meiras-Ottoni, Angelina de

Fungos clavarioides (Agaricomycetes) em áres de florestas pluviais
do Norte e Nordeste do Brasil: taxonomia morfológica e molecular. /
Angelina de Meiras-Ottoni - 2017.

98 folhas: il., fig., tab.

Orientadora: Tatiana Baptista Gibertoni

Dissertação (mestrado) – Universidade Federal de Pernambuco.

Centro de Biociências. Biologia de Fungos, Recife, 2017.

Inclui referências e apêndices.

1. Basidiomicetos 2. Análise cladística 3. DNA I. Gibertoni, Tatiana
Baptista (orient.) III. Título

579.59

CDD (22.ed.)

UFPE/CB-2017-658

ANGELINA DE MEIRAS-OTTONI

**FUNGOS CLAVARIOIDES (AGARICOMYCETES) EM ÁREAS DE FLORESTAS
PLUVIAIS DO NORTE E NORDESTE DO BRASIL: TAXONOMIA MORFOLÓGICA
E MOLECULAR**

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

Aprovada em: 21/02/2017

COMISSÃO EXAMINADORA

Dra. Tatiana Baptista Gibertoni

Dr. Felipe Wartchow
Departamento de Sistemática e Ecologia/CCEN-UFPB

Dra. Maria Cláudia M. P. de Medeiros
Departamento de Botânica, UFPE

Dedico

A Deus por ser sempre o meu refúgio...

Ao meu querido anjo da guarda “OMA”...

AGRADECIMENTOS

À Dra. Allyne C. Gomes-Silva, minha orientadora de graduação, pela paciência e instruções para que eu alcançasse meus objetivos acadêmicos.

À Dra. Tatiana Baptista Gibertoni, minha orientadora, pela oportunidade de realizar este trabalho.

Ao Programa de Pós-Graduação em Biologia de Fungos (PPGBF) da Universidade Federal de Pernambuco (UFPE) pela acolhida e ajuda quando possível.

Ao Conselho Nacional de desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq), pela concessão da bolsa de estudo durante a realização deste estudo.

À Faculdade São Lucas na pessoa de Ana Cristina Ramos de Souza pela confiança e pela utilização da estrutura do Herbário Dr. Ary Tupinambá Penna Pinheiro quando necessário.

Aos responsáveis pelas áreas de coleta, pelas facilidades concedidas, principalmente ao Jonaíro Queiroz, Luzailson Almeida Rocha e Thiago J. D. Ranzi (Floresta Nacional de São Francisco, Floresta Nacional do Macauã e Reserva Extrativista Cazumbá-Iracema), por todo o auxílio antes e durante as coletas.

Aos pesquisadores e funcionários do Departamento de Micologia pelo bom atendimento que sempre me dispensaram.

Aos professores da Pós-Graduação em Biologia de Fungos, pela transmissão de conhecimento.

Aos meus pais, Ademar Ottoni e Idalina A. de Meiras Ottoni, meu eterno agradecimento, por todo o incentivo, amor e educação que permitiram que eu trilhasse bons caminhos e alcançasse meus sonhos e objetivos.

Aos meus irmãos, Ademir Meiras Ottoni e Angelita Meiras Ottoni, por todo apoio que me deram.

Aos meus companheiros de coleta Samuel Oliveira e Ildemar Moreira pela paciência e por sempre marcar o caminho percorrido.

Aos meus amigos especiais Cléverton Mendonça, José Ribamar, Priscylla Sobreira, Renata Chikowski e Renato Alvarenga pelo afeto, força em todos os momentos e por serem além de amigos minha segunda família.

Aos amigos do Laboratório de Basidiomycota-LABB, Adriene Soares, Carla Lira e Valéria Silva pelo companheirismo e ajuda durante meu trabalho. Em especial

ao Nelson Lima-Júnior e Victor Coimbra por serem responsáveis em me apresentar a Micologia de forma tão apaixonante.

Enfim, a todos que, de diferentes formas e maneiras, contribuíram para a realização deste trabalho.

“Os meus sonhos não podem ser presos, levados pelo vento, muito menos encoberto pela areia, pois a liberdade do homem está em sonhar, e o sonhar de todo homem está na vontade de amar.”

{André Pereira}

RESUMO

Os fungos clavarioïdes ou coraloides formam um grupo artificial tradicionalmente caracterizado por desenvolver basidiomas macroscópicos simples (cilíndricos e clavados) ou ramificados (coraloides), com coloração variável e consistência carnosa, coriácea ou cartilaginosa em diferentes gradações. Podem ser sapróbios ou ectomicorrízicos, sendo encontrados em florestas temperadas, subtropicais e tropicais. Apesar da grande biodiversidade da Amazônia e Mata Atlântica, pouco se sabe sobre a riqueza desses fungos na região. Dessa forma, o presente trabalho teve como objetivo ampliar o conhecimento sobre a filogenia dos fungos clavarioïdes em florestas pluviais do Norte e Nordeste do Brasil. As coletas foram realizadas no período chuvoso de 2015 e 2016 em reservas do Acre, Rondônia, Paraíba, Pernambuco e Rio Grande do Norte e 149 espécimes de fungos clavarioïdes foram coletados, dos quais 30 foram descartados devido à deterioração. Os basidiomas encontrados foram analisados macro- e microscopicamente e deles foram retirados fragmentos para análise molecular. Desse modo, foram obtidas 62 sequências de ITS e 58 de LSU de 76 espécimes e o posicionamento taxonômico de 100 espécimes foi analisado e discutido com base em dados moleculares e morfológicos. Estes espécimes se distribuem em sete famílias; 69 representam 19 espécies novas para a ciência, uma nova combinação (*Trechispora robusta*), e 30, distribuídos em 10 espécies, são novos registros para o Acre, Paraíba, Pernambuco, Rio Grande do Norte e Rondônia. Árvores filogenéticas baseadas pelo menos em análises da região LSU do rDNA são apresentadas. Este estudo representa um importante avanço no conhecimento de fungos clavarioïdes para áreas de florestas pluviais do Norte e Nordeste brasileiro; no entanto, uma abrangência maior de áreas e expedições contínuas deve amostrar melhor essa riqueza de espécies.

Palavras-chave: Taxonomia. Basidiomycota. Riqueza. DNA.

ABSTRACT

The clavarioid or coraloid fungi form an artificial group traditionally characterized by developing macroscopic, simple (cylindrical and clavate) or branched (coraloid) basidiomata, with variable color and fleshy, coriaceous or cartilaginous consistency in different gradations. They can be saprobes or ectomycorrhizal, being found in temperate, subtropical and tropical forests. Despite the great biodiversity of the Amazon and Atlantic Rainforest, little is known about the richness of these fungi in the region. Thus, the present work had the objective of increasing the knowledge about the phylogeny of clavarioid fungi in rain forests in the North and Northeast of Brazil. The collections were carried out in the rainy period of 2015 and 2016 in reserves of Acre, Rondônia, Paraíba, Pernambuco and Rio Grande do Norte, and 149 specimens of clavarioid fungi were collected, of which 30 were discarded due to deterioration. The basidiomas were collected and analyzed macro- and microscopically and from them fragments were removed for molecular analysis. Sixty one ITS and 58 LSU sequences were obtained from 76, and the taxonomic positioning of 100 specimens was analyzed and discussed based on molecular and morphological data. These specimens are distributed in seven families; 70 represent 19 new species for science, one a new combination (*Trechispora robusta*), and 30, distributed in 10 species, are new records for Acre, Paraíba, Pernambuco, Rio Grande do Norte and Rondônia. Phylogenetic trees based on at least analyses of the LSU region of the rDNA are presented. This study represents an important advance in the knowledge of clavarioid fungi for rain forest areas of the North and Northeast of Brazil; however a greater range of areas and continuous expeditions should better sample this species richness.

Key-words: Taxonomy. Basidiomycota. Richness. DNA.

LISTA DE ILUSTRAÇÕES

FIGURA 1 – Árvore filogenética de *Clavulina* obtida por análises combinada de sequências da região LSU e ITS do rDNA. Ambas as regiões ITS e LSU rDNA foram usadas em análises individuais. Os valores dos suportes são referentes à máxima verossimilhança (ML), máxima parcimônia (MP) e análise Bayesiana (B). As sequências obtidas nesse estudo estão em negrito. Somente os valores acima de 50% são mostrados 31

FIGURA 2 – Árvore filogenética de *Clavariaceae* obtida por análises de sequências da região LSU do rDNA. Os valores dos suportes são referentes à máxima verossimilhança (ML), máxima parcimônia (MP) e inferência Bayesiana (B). As sequências obtidas nesse estudo estão sob as iniciais AMO. Somente os valores acima de 50% são mostrados. Os valores de MP e B só são mostrados nos clados de interesse 35

FIGURA 3 – Árvore filogenética de *Gomphaceae* obtida por análises de sequências da região LSU do rDNA. Os valores dos suportes são referentes à máxima verossimilhança (ML) e inferência Bayesiana (B). As sequências obtidas nesse estudo estão sob as iniciais AMO. Somente os valores acima de 50% são mostrados 42

FIGURA 4 – Árvore filogenética de *Hydnodontaceae* obtida por análises de sequências da região LSU do rDNA. Os valores dos suportes são referentes à máxima verossimilhança (ML) e inferência bayesiana (B). Somente os valores acima de 50% são mostrados 47

FIGURA 5 – Árvore filogenética de *Lachnocladiaceae* obtida por análises de sequências da região LSU do rDNA. Os valores dos suportes são referentes à máxima verossimilhança (ML). As sequências obtidas nesse estudo estão sob as iniciais AMO. Somente os valores acima de 50% são mostrados 50

FIGURA 6 – Árvore filogenética de *Lentariaceae*, obtida por análises de sequências da região LSU do rDNA. Os valores dos suportes são referentes à máxima verossimilhança (ML). As sequências obtidas nesse estudo estão sob as iniciais AMO e COM. Somente os valores acima de 50% são mostrados 53

FIGURA 7 – Árvore filogenética de *Pterulaceae* obtida por análises de sequências da região LSU do rDNA. Os valores dos suportes são referentes à máxima verossimilhança (ML). As sequências obtidas nesse estudo estão sob as iniciais AMO e COM. Somente os valores acima de 50% são mostrados 55

Lista de Tabelas

TABELA 1 – Classificassão dos fungos clavarioides 21

**TABELA 2 – Novos resgistros de fungos clavarioides para o Acre/AC,
Paraíba/PB, Pernambuco/PE, Rio Grande do Norte/RN e Rondônia/RO.....** 30

LISTA DE ABREVIATURAS E SIGLAS

B	- Reconstrução filogenética pelo método de inferência bayesiana
BLASTn	- <i>Basic Local Alignment Search Tool</i>
IBGE	- Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística
ITS	- <i>Internal Transcribed Spacer</i> do rDNA
LSU	- <i>Large Subunit</i> do rDNA
ML	- Reconstrução filogenética pelo método de máxima verossimilhança
MP	- Reconstrução filogenética pelo método de máxima parcimônia
PCR	- <i>Polymerase Chain Reaction</i>
rDNA	- DNA ribossomal

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO.....	14
1.1 PROBLEMATIZAÇÃO.....	15
1.2 OBJETIVOS.....	16
1.2.1 Objetivo Geral.....	16
1.2.2 Objetivos Específicos.....	16
1.3 PROCEDIMENTOS METODOLÓGICOS.....	16
1.3.1 Áreas de Coleta.....	16
1.3.2 Coletas, herborização e análise dos espécimes.....	18
1.3.3 Extração de DNA, amplificação das sequências-alvo e sequenciamento.....	19
1.3.4 Alinhamento das sequências e análise filogenética.....	20
2 REVISÃO DE LITERATURA.....	20
2.1 TAXONOMIA MORFOLÓGICA DOS FUNGOS CLAVARIOIDES.....	20
2.2 TAXONOMIA MOLECULAR DOS FUNGOS CLAVARIOIDES.....	23
2.3 FUNGOS CLAVARIOIDES NO BRASIL.....	28
3 ANÁLISE DOS RESULTADOS.....	29
3.1 TAXONOMIA MORFOLÓGICA E MOLECULAR.....	30
3.1.1 Clavulinaceae Donk.....	30
3.1.2 Clavariaceae Chevall.....	33
3.1.3 Gomphaceae Donk.....	41
3.1.4 Hydnodontaceae Jülich.....	45
3.1.5 Lachnocladiaceae D.A. Reid.....	48
3.1.6 Lentariaceae Jülich.....	52
3.1.7 Pterulaceae Corner.....	54
4 CONCLUSÃO.....	57
REFERÊNCIAS.....	58
APÊNDICE A – A CHECKLIST OF CLAVARIOID FUNGI (AGARICOMYCETES) RECORDED IN BRAZIL.....	65
APÊNDICE B – MATERIAL EXAMINADO.....	86
APÊNDICE C – FUNGAL DIVERSITY NOTES 491-602: TAXONOMIC AND PHYLOGENETIC CONTRIBUTIONS TO FUNGAL TAXA.....	91

1 INTRODUÇÃO

Os fungos são importantes agentes decompositores nos mais variados ecossistemas, desempenhando papel central nos processos ecológicos fundamentais para a homeostase da biosfera. Além disso, são simbiontes (micorrízicos, endofíticos, liquenizados) de animais, plantas, entre outros organismos (Alexopoulos et al. 1996; Stamets 2005; Deacon 2006). Constituem o segundo grupo mais diverso de organismos eucariontes da Terra após os insetos, provavelmente devido a sua extensa distribuição e associação com substratos inorgânicos e orgânicos (Rossman et al. 1998). Atualmente, estima-se que existam 5.1 milhões de espécies de fungos distribuídas nos mais variados ambientes (Blackwell 2011).

O filo Basidiomycota é um dos maiores grupos de fungos, com mais de 31.000 espécies descritas. Caracteriza-se pela produção de basidiosporos (esporos sexuados) em estruturas especializadas denominadas basídios (Alexopoulos et al. 1996; Kirk et al. 2008). Agaricomycetes é umas das classes que constituem o filo Basidiomycota, com 20.951 espécies (Kirk et al. 2008) e compreendendo os fungos conhecidos popularmente como boletos, cogumelos, estrelas da terra e orelhas de pau.

Os fungos clavarioides ou coraloides (Agaricomycetes, Basidiomycota) formam um grupo artificial tradicionalmente caracterizado por desenvolver basidiomas macroscópicos simples (cilíndricos ou clavados) ou ramificados (coraloides), com coloração variável e consistência carnosa, coriácea ou cartilaginosa em diferentes graduações (Corner 1950, 1970; Petersen 1988). Esses fungos podem ser terrícolas, humícolas e lignícolas, sendo encontrados em florestas temperadas, subtropicais e tropicais (Corner 1950, 1970; Petersen 1988). Os fungos clavarioides desempenham papel importante na ciclagem da matéria orgânica nos ecossistemas (Webster & Weber 2007). Além disso, muitos representantes desse grupo são comestíveis (Thind 1961), ectomicorrízicos (Englander & Hull 1980; Mueller et al. 1986), fitopatogênicos, liquenizados e venenosos (Corner 1950). Recentemente, foi constatada, por meio de estudos bioquímicos, a presença de substâncias antioxidantes em extratos de espécimes de *Clavaria pistillaris* L. [= *Clavariadelphus pistillaris* (L.) Donk] e *Clavaria fennica* P. Karst. [= *Ramaria fennica* (P. Karst.) Ricken] (Vidovic et al., 2014).

Corner (1950), em sua monografia, menciona a dificuldade em se coletar e identificar espécies desse grupo em regiões tropicais e também a falta de especialistas no grupo que atuem nessas regiões, gerando uma grande lacuna sobre o conhecimento da diversidade de fungos clavarioides em florestas tropicais. Atualmente, essa diversidade ainda é mal conhecida e compreendida devido às mesmas dificuldades expostas por Corner (1950). Assim, estudos relacionando dados morfológicos e filogenéticos de fungos clavarioides são de grande importância para um melhor entendimento sobre os táxons desse grupo, principalmente em regiões cuja diversidade ainda é muito pouco estudada.

Nosso país é reconhecido mundialmente por abrigar uma das maiores biodiversidades do planeta (Bononi et al. 2008). No entanto os estudos existentes sobre nossa diversidade biológica são limitados a alguns grupos de organismos, como plantas superiores e vertebrados (Bononi et al. 2008). Dentre as fitofisionomias que compõem o Brasil, estão a Floresta Amazônica e Mata Atlântica, que comportam a maior parte da biodiversidade biológica brasileira, porém pouco se conhece sobre os fungos clavarioides nessas regiões.

Considerando a importância dos fungos clavarioides e a dificuldade em se determinar espécies, faz-se necessário ampliar o conhecimento taxonômico e filogenético desse grupo de fungos, proporcionando também subsídios para pesquisas aplicadas com espécies clavarioides.

1.1 PROBLEMATIZAÇÃO

Até o momento, apenas dois trabalhos abordaram exclusivamente os fungos clavarioides no Brasil. De Lamônica-Freire (1979), em sua tese de doutorado, realizou coletas no Amazonas, Mato Grosso, Pará e Roraima, listando 30 espécies ou morfo-espécies para esses estados. No entanto, esses dados não foram devidamente publicados. Furtado et al. (2016), usando apenas dados morfológicos de espécimes coletados em Mata Atlântica, descreveram três espécies novas, registraram três novas ocorrências e revisaram os espécimes de Clavariaceae coletados por De Lamônica-Freire (1979), confirmando a identificação prévia de espécies de Clavariaceae.

Alguns trabalhos abordando os vários táxons de fungos clavarioides usando espécimes provenientes de regiões tropicais e combinando dados moleculares com dados morfológicos foram realizados até o presente (Nelsen et al. 2007; Thacker & Henkel 2004; Henkel et al. 2005, 2011; García-Sandoval et al. 2005; Dentinger & Laughlin 2006; Maneevun & Sanoamuang 2010; Maneevun et al. 2012; Uehling et al. 2012a, 2012b; Olariaga et al. 2015; Hyde et al. 2016). Destes, apenas Hyde et al. (2016) e Olariaga et al. (2015) utilizaram em suas análises filogenéticas sequências provenientes do Brasil (*Clavaria australiana* Cleland coletada no Paraná, *Clavulinopsis aurantiaca* Araujo-Neta, Silva & Gibertoni e *Ramariopsis atlantica* Araujo-Neta, Silva & Gibertoni coletados em Pernambuco). Essa escassez de trabalhos sobre o grupo gera lacunas no conhecimento sobre a real riqueza e sobre as relações filogenéticas entre os táxons de fungos clavarioides.

1.2 OBJETIVOS

1.2.1 Objetivo Geral

Ampliar o conhecimento sobre a diversidade e filogenia de fungos clavarioides (Agaricomycetes) em áreas de florestas pluviais do Norte e Nordeste do Brasil.

1.2.2 Objetivos Específicos

- a) Conhecer as espécies de fungos clavarioides coletados em áreas de florestas pluviais por meio de análises morfológicas e moleculares;
- b) Analisar e discutir o posicionamento filogenético das espécies encontradas.

1.3 PROCEDIMENTOS METODOLÓGICOS

1.3.1 Áreas de Coleta

A Floresta Amazônica é o maior bioma brasileiro, abrangendo uma área em torno de 4.196.943 km² do território nacional, constituída pelos Estados do Acre, Amapá, Amazonas, Pará, Rondônia, Roraima e parte dos Estados do Maranhão,

Tocantins e Mato Grosso. Sua vegetação predominante é do tipo Floresta Ombrófila Densa, que corresponde a 41,67% do bioma. A Amazônia possui a maior floresta tropical do mundo, equivalente a 1/3 das reservas de florestas tropicais úmidas que abrigam a maior quantidade de espécies da flora e da fauna e possui grande importância para a estabilidade ambiental do planeta (IBGE 2004a, 2004b; MMA 2002, 2016a).

A Mata Atlântica é constituída por um conjunto de formações florestais e ecossistemas associados como as restingas, manguezais e campos de altitude. Originalmente, estendia-se por aproximadamente 1.300.000 km² em 17 estados do território brasileiro. Atualmente, apenas cerca de 7% da cobertura original está conservada, representando, assim, um dos 25 *hotspots* para a conservação da biodiversidade global. Mesmo reduzida e muito fragmentada, estima-se que na Mata Atlântica existam cerca de 20.000 espécies vegetais (cerca de 35% das espécies existentes no Brasil), incluindo diversas espécies endêmicas e ameaçadas de extinção (Myers et al. 2000; MMA 2016).

Nas unidades de conservação da Floresta Amazônica, foram realizadas duas coletas, exceto no Parque Nacional de Pacaás Novos, onde foi realizada uma coleta. Todas as coletas foram realizadas no período de chuva intensa nos meses de janeiro e fevereiro de 2015 e 2016. Na Mata Atlântica, foi realizada uma única visita em cada uma das unidades de conservação.

Áreas estudadas na Floresta Amazônica Ocidental

- Acre:

1. Floresta Nacional de São Francisco: área de 21.147,67 ha no município de Sena Madureira (09°51.889' S, 069°22.668' O);
2. Floresta Nacional do Macauã: área de 176.349,02 ha no município de Sena Madureira (09°48.421' S, 069°12.647' O);
3. Reserva Extrativista Cazumbá-Iracema: área de 750.917,74 ha nos municípios de Sena Madureira e Manoel Urbano (09°44.356' S, 069°09.091' O).

- Rondônia:

4. Floresta Nacional do Jamari: área de 222.114,24 ha nos municípios de Candeias do Jamari, Cujubim e Itapuã do Oeste (09°11.687' S, 063°05.038' O);
5. Parque Nacional de Pacaás Novo: área de 708.664,30 ha nos municípios de Alvorada D'Oeste, Campo Novo de Rondônia, Governador Jorge Teixeira, Guajará-Mirim, Mirante da Serra e Nova Mamoré (10°31.635' S, 063°58.428' O);

Áreas estudadas na Mata Atlântica do Nordeste

- Paraíba:

1. Floresta Nacional da Restinga de Cabedelo: área de 116,83 ha localizada nos municípios de Cabedelo e João Pessoa (07°03'53.09" S, 34°51'12.13" O);
2. Parque Estadual Mata do Pau-Ferro: área de 608 ha localizada no município de Areia (06° 57'51.76" S, 35°44'58.53" O);
3. Reserva Biológica Guaribas: área de 4.051,62 ha localizada nos municípios de Rio Tinto e Mamanguape (06° 43'14.16" S, 35°10'54.98" O);

- Pernambuco:

1. Refúgio Ecológico Charles Darwin: área de 60 ha localizada no município de Igarassu (07° 49'44.04" S, 34°52'26.82" O);

- Rio Grande do Norte:

1. Reserva Particular do Patrimônio Natural Mata Estrela: área de 2.039,93 ha localizada no município de Baía Formosa (06° 22'56.57" S, 35°00'03.81" O).

1.3.2 Coletas, herborização e análise dos espécimes

As coletas foram realizadas de forma aleatória, em trechos que variaram de 500m a 1000m em mais de um ponto das reservas, às vezes em trilhas já existentes. Os substratos como solo e matéria orgânica em decomposição (troncos caídos e folhas) propícios ao surgimento de fungos clavarioides foram observados e os basidiomas encontrados foram coletados com o auxílio de faca. Ainda frescos, os basidiomas foram fotografados, medidos com o auxílio de uma régua milimétrica e sua consistência e coloração foram anotada, está de acordo com Watling (1969) ou Kornerup & Wanscher (1978). Posteriormente, foram acondicionados em sacos de papel, nos quais foram anotados o local, data de coleta, habitat, tipo de substrato e coordenadas do local de coleta.

Logo após a coleta, fragmentos dos basidiomas frescos foram retirados e acondicionados em sílica gel e colocados no freezer até a extração do DNA. Então, o material foi seco em um desidratador de alimento quando possível.

Para identificação dos espécimes coletados, foram analisadas características macroscópicas e microscópicas. Macroscopicamente, foram observados o tamanho, forma (ramificado ou simples), coloração e consistência dos basidiomas. Para análises microscópicas dos espécimes, foram realizados cortes à mão livre do

basidioma com lâminas de aço. As amostras foram montadas em lâminas com solução aquosa de hidróxido de potássio a 3%, floxina 1%; azul de Amann para reação cianófila e o reagente de Melzer, para se observar a reação amiloide ou dextrinoide das hifas, basidiosporos, e de outras microestruturas. Além das reações químicas, as microestruturas (hifas, basídios, basidiosporos, cístidios, etc.) foram analisadas quanto à forma, dimensões, tipo de ornamentação e cor, sendo que para análise do sistema hifálico, um fragmento do basidioma foi hidratado em hidróxido de sódio (NaOH) a 3%.

Para identificação dos espécimes, foram utilizados os trabalhos de Corner (1950, 1970), Petersen (1975, 1981, 1988) e Uehling et al. (2012b). O material identificado foi depositado no Herbário Padre Camille Torrend (URM) do Departamento de Micologia da Universidade Federal de Pernambuco (UFPE).

1.3.3 Extração de DNA, amplificação das sequências-alvo e sequenciamento

A extração do DNA a partir dos fragmentos dos basidiomas frescos foi realizada por meio do DNeasy Plant Mini Kit (Qiagen) seguindo as instruções do protocolo do fabricante, sendo a maceração dos fragmentos realizada com nitrogênio líquido. Após a extração, o DNA foi armazenado em freezer (-20°C) até o momento da amplificação.

A amplificação das regiões ITS e LSU do DNA ribossomal foram realizadas com os primers ITS4/ITS5 e LR0R/LR5 respectivamente (White et al. 1990). Os parâmetros adotados para amplificação e as concentrações dos reagentes (dNTPs, cloreto de magnésio, Taq DNA polimerase e tampão de reação) foram realizadas de acordo Kaliyaperumal & Kalaichelvan (2008) para a região ITS, enquanto que para a região LSU foram seguidas as concentrações dos reagentes e parâmetros conforme Góes-Neto et al. (2005). As reações tanto de para ITS quanto LSU foram realizadas em tubos de 0,2 ml com volume de 25 µl, contendo: 14,05 µl de H₂O ultrapura; 2,5 µl de Tampão; 1,5 µl de dNTP; 1,5 µl de cada primer; 0,2 µl de Taq DNA polimerase Kapa e 4 µl de DNA. O ciclo utilizado no Termociclador para a amplificação de ITS foi: uma desnaturação inicial a 94°C durante 5 min, seguida por 35 ciclos de desnaturação a 94°C durante 45 s, hibridação a 58°C por 50 s, extensão a 72°C por 1 min e extensão final a 72°C por 10 min. O ciclo utilizado no Termociclador para a amplificação de ITS foi: uma desnaturação inicial a 94°C durante 5 min, seguida por

35 ciclos de desnaturação a 94°C durante 45 s, hibridação a 58°C por 50 s, extensão a 72°C por 1 min e extensão final a 72°C por 10 min. O ciclo para amplificação da região LSU consistiu de uma desnaturação inicial a 95°C durante 5 min, seguida por 35 ciclos de desnaturação a 95°C durante 45 s, hibridação a 56°C por 45 s, extensão a 72°C por 1 min e extensão final a 72°C por 15 min. Posteriormente, foi realizada a purificação do produto de PCR das amostras com o Kit PureLink PCR purification (Invitrogen) seguindo as orientações do fabricante. O sequenciamento foi realizado pelo Laboratório Central (Plataforma de Sequenciamento) do CB/UFPE. O resultado de cada etapa realizada, extração de DNA, amplificação e purificação, foi verificado por meio de eletroforese em gel de agarose 1% corados com GelRed, visualizado sob luz UV e fotodocumentado.

1.3.4 Alinhamento das sequências e análise filogenética

Os eletroferogramas foram analisados e editados no software Staden Package 2.0 (Staden et al. 1998) e as sequências obtidas foram utilizadas para busca das mais similares depositadas no GenBank, utilizando a ferramenta BLASTn. As sequências experimentais foram alinhadas e editadas em conjunto com as recuperadas da base de dados utilizando o programa MEGA 6 (Tamura et al. 2013).

Árvores filogenéticas foram construídas através do método de Neighbor Joining (NJ), máxima verossimilhança (MV), máxima parcimônia (MP) e análise Bayesiana (B), com 1000 reamostragens de bootstrap utilizando o programa PAUP versão 4 (Swofford 2002). A construção da árvore por máxima verossimilhança foi realizada usando o modelo de substituição nucleotídica obtido pelo ModelTest 3.7 (Posada & Crandall 1998). A análise bayesiana (1×10^6 gerações) foi realizada com o programa MrBayes 3.1.2 (Ronquist & Huelsenbeck 2003) a partir do modelo de substituição nucleotídica gerado pelo ModelTest.

2 REVISÃO DE LITERATURA

2.1 TAXONOMIA MORFOLÓGICA DOS FUNGOS CLAVARIOIDES

Inicialmente, o basidioma clavado dos fungos clavarioides foi o primeiro critério adotado por autores anteriores a Fries para agrupar membros de táxons

descritos posteriormente como representantes de Dacrymycetes, Geoglossaceae, Xylariaceae e Clavariaceae (McAfee & Grund 1981). Fries (1821) dividiu o gênero *Clavaria* Vaill. ex L. em tribos, com base na morfologia do basidioma. Depois, em 1838, levou em consideração a cor dos esporos, característica adotada por Karsten (1881) em sua descrição de *Clavariella* P. Karst.

No início do século passado, com a implementação do Código Internacional de Nomenclatura Botânica e as melhorias dos métodos de microscopia óptica, vários estudos sobre fungos clavarioídes foram publicados. Os primeiros desses foram Cotton & Wakefield (1919), Burt (1922), Coker (1923, 1947), Kauffmann (1927) e Fawcett (1938) que tratavam todos os táxons de fungos clavarioídes como membros de um único gênero, *Clavaria* Vaill. ex L., incluindo espécies coraloides atualmente aceitas em outros gêneros e famílias, por exemplo *Ramaria* Fr. ex Bonord. e *Clavulina* J. Schröt., que atualmente pertencem às famílias Gomphaceae e Clavulinaceae, respectivamente.

No entanto, o estudo intitulado *A monograph of Clavaria and allied genera*, de Corner (1950), foi o trabalho mais relevante para o grupo, em que foi revisado um total de 540 espécies distribuídas em 27 gêneros de várias regiões do mundo. Para classificação, foi levada em consideração principalmente a construção do sistema hifálico, sendo observada a presença de hifas infladas ou não, dicoifídios, septação secundária das hifas e grampos de conexão. Outros caracteres como cor, consistência, forma do basidioma e cor dos esporos também foram considerados em seu trabalho. Assim, os gêneros foram distribuídos em seis séries e mais um gênero distinto, *Clavicorona* Doty, que não se enquadra em nenhuma das séries propostas devido a forma da ramificação pixidata e pela presença de gleocistídios.

Posteriormente, em seu suplemento ao trabalho de 1950, Corner (1970) adotou a classificação modificada de Donk (1964) para Aphylophorales, reconhecendo 12 famílias com 38 gêneros de fungos clavarioídes. Essa classificação é aceita até os dias de hoje com algumas alterações realizadas por Petersen (1968, 1978, 1979), por exemplo.

Atualmente os fungos clavarioídes estão distribuídos em seis ordens, representando 14 famílias (www.indexfungorum.org e www.mycobank.org) (Tabela 1).

Ordem	Família	Gêneros
Agaricales Underw.	Clavariaceae Chevall.	<i>Clavaria</i> Vaill. ex L.,

		<i>Clavulinopsis</i> Overeem, <i>Mucronella</i> Fr., <i>Ramariopsis</i> (Donk) Corner, <i>Scytinopogon</i> Singer, <i>Setigeroclavula</i> R.H. Petersen
Agaricales Underw.	Physalaciaceae Corner	<i>Physalacria</i> Peck
Agaricales Underw.	Pterulaceae Corner	<i>Actiniceps</i> Berk. & Broome, <i>Allantula</i> Corner, <i>Chaetotyphula</i> Corner, <i>Deflexula</i> Corner, <i>Parapterulicum</i> Corner, <i>Pterula</i> Fr., <i>Pterulicum</i> Corner
Agaricales Underw.	Typhulaceae Jülich	<i>Lutypha</i> Khurana, K.S. Thind & Berthier, <i>Macrotyphula</i> R.H. Petersen, <i>Pistillaria</i> Fr., <i>Pistillina</i> Quél., <i>Typhula</i> (Pers.) Fr.
Cantharellales Gäum.	Aphelariaceae Corner	<i>Aphelaria</i> Corner, <i>Phaeoaphelaria</i> Corner
Cantharellales Gäum.	Clavulinaceae Donk	<i>Clavulina</i> J. Schröt., <i>Multiclavula</i> R.H. Petersen
Gomphales Jülich	Gomphaceae Donk	<i>Araeocoryne</i> Corner, <i>Ceratellopsis</i> Konrad & Maubl., <i>Clavariadelphus</i> Donk, <i>Delentaria</i> Corner, <i>Phaeoclavulina</i> Brinkmann, <i>Ramaria</i> Fr. ex Bonord., <i>Ramaricium</i> J. Erikss.
Gomphales Jülich	Lentariaceae Jülich	<i>Lentaria</i> Corner, <i>Kavinia</i> Pilát
Hymenochaetales Oberw.	Hymenochaetaceae Donk,	<i>Clavariachaete</i> Corner
Lepidostromatales B.P. Hodk. & Lücking	Lepidostromataceae Ertz, Eb. Fisch., Killmann, Sérus. & Lawrey	<i>Sulzbacheromyces</i> B.P. Hodk. & Lücking
Russulales Kreisel ex P.M. Kirk, P.F. Cannon & J.C. David	Auriscalpiaceae Maas Geest.	<i>Artomyces</i> Jülich 1982, <i>Clavicorona</i> Doty
Russulales Kreisel ex P.M. Kirk, P.F. Cannon & J.C. David	Hericiaceae Donk	<i>Hericium</i> Pers.
Russulales Kreisel ex P.M. Kirk, P.F. Cannon & J.C. David	Lachnocladiaceae D.A. Reid	<i>Lachnocladium</i> Lév.
Lepidostromatales B.P. Hodk. &	Lepidostromataceae Ertz, Eb.	<i>Lepidostroma</i> Mägd. & S.

Lücking	Fisch., Killmann, Sérus. & Lawrey	Winkl.
<i>Incertae sedis</i>	<i>Incertae sedis</i>	<i>Alloclavaria</i> Dentinger & D.J. McLaughlin

2.2 TAXONOMIA MOLECULAR DE FUNGOS CLAVARIOIDES

A revolução molecular na taxonomia dos fungos começou no início de 1990, com análises de genes do RNA ribossomal amplificados por PCR (White et al. 1990). Desde então, a sistemática de Agaricomycetes tem sofrido profundas modificações, pois estudos moleculares permitiram inferências filogenéticas em diferentes níveis taxonômicos desta classe (Moncalvo et al. 2000, 2002; Binder & Hibbett, 2002; Blackwell et al. 2006; James et al. 2006; Matheny et al. 2006; Garnicca et al. 2007; Hibbett et al. 2007, 2011; Larsson 2007; Sjökvist et al. 2014). No entanto, a filogenia dos fungos clavarioides, principalmente os coletados em regiões tropicais, tem sido pouco abordada.

Em 1999, Pine et al. realizaram um trabalho sobre as relações filogenéticas de fungos cantareloides e clavarioides (Homobasidiomycetes) usando a região SSU do rDNA e mt-DNA. Foram analisadas 65 espécies de homobasidiomycetes, incluindo 23 espécies de fungos cantareloides e clavarioides. Embora alguns nós da árvore não terem sido resolvidos, foram identificadas quatro linhagens com fungos cantareloides e clavarioides, além de outros:

- (I) *Cantharellaceae* (*Cantharellus* Adans. ex Fr. e *Craterellus* Pers.), mostraram-se estreitamente relacionados a *Hydnus* L., que possui himenofóro hidnoide *Stichoclavaria* Ulbr., que possui basidioma clavado simples e *Clavulina* J. Schröt., que é coraloides, todos formando na árvore combinada e na árvore individual da região SSU do rDNA um clado de espécies com basídio estíquico (“stichic”), basídio com fusos nucleares dispostos longitudinalmente;
- (II) *Clavariadelphus* Donk, que possui uma estreita relação com as espécies dos gêneros *Gomphus* Pers. e *Ramaria* Fr. ex Bonord., incluídas no clado “gomphoid-phaloid”. Essa proximidade é sustentada pela coloração verde do basidioma quando tratado com sais de ferro;

(III) As espécies dos gêneros *Clavaria* Vaill. ex L., *Clavulinopsis* Overeem, *Pterula* Fr. e *Typhula* (Pers.) Fr. parece serem derivadas da linhagem que contém a maior parte dos fungos lamelados, incluídas no clado “euagaric”;

(IV) *Clavicorona* Doty mostrou-se intimamente relacionado com *Auriscalpium* Gray, com himenóforo hidnoide, e *Lentinellus* P. Karst., com himenóforo lamelado. Esta linhagem é sustentada pela ornamentação amilóide dos esporos.

Apesar deste trabalho não tratar exclusivamente de fungos clavarioides, foi o único trabalho, até o momento, abordando o grupo de fungos clavarioides em geral e baseando-se em dados moleculares e morfológicos. Estudos posteriores abordaram famílias, gêneros e espécies clavarioides.

Humpert et al. (2001) realizaram uma abordagem maior sobre o gênero *Ramaria*, incluindo, em suas análises filogenéticas das regiões rLSU e SSU, dados de outros gêneros próximos a *Ramaria*, sendo eles *Clathrus* P. Micheli ex L., *Clavariadelphus* Donk, *Gautieria* Vittad., *Gomphus* Pers., *Hysterangium* Vittad., *Kavinia* Pilát e *Pseudocolus* Lloyd. Os autores sugeriram que a morfologia ramarioide foi ancestral de Gomphales e rejeitaram o monofiletismo de *Ramaria*, sendo considerado um gênero parafilético.

Thacker & Henkel (2004) descreveram duas novas espécies de *Clavulina* J. Schröt. baseadas em análises filogenéticas da região LSUr e características morfológicas. *Clavulina nigricans* Thacker & T.W. Henkel possui 4-6 esporos por basídio e *C. craterelloides* Thacker & T.W. Henkel possui basidioma infundibuliforme, características incomuns ou desconhecidas para o gênero. Posteriormente, Henkel et al. (2005) descreveram cinco espécies do mesmo gênero, *C. caespitosa* Henkel, Meszaros & Aime, *C. dicymbetorum* Henkel, Meszaros & Aime, *C. humicola* Henkel, Meszaros & Aime, *C. griseohumicola* Henkel, Meszaros & Aime e *C. monodiminutiva* Henkel, Meszaros & Aime. Todas as espécies possuem basidioma simples, característica incomum para o gênero até então. Sequências da região ITSr e LSUr foram geradas, mas árvores filogenéticas não foram apresentadas. Os dois trabalhos foram realizados a partir de material da Guiana Francesa.

García-Sandoval et al. (2005) analisaram as relações filogenéticas do gênero *Ramariopsis* (Donk) Corner e táxons aliados através de análise cladística de 36 caracteres morfológicos, citológicos e bioquímicos. Foram apresentadas 23 espécies distribuídas em seis gêneros, provenientes de coleções da Escócia, Estados Unidos, México e Países Baixos. Os representantes de *Ramariopsis* sensu Corner formaram

um grupo monofilético, sustentado pela cianofilia de seus basidiosporos e derivação da sua ornamentação. Além disso, foi proposta uma nova combinação para *R. antillarum* (Pat.) R. H. Petersen [\equiv *Clavulinopsis antillarum* (Pat.) Courtec.].

Dentinger & McLaughlin (2006) realizaram um trabalho de reconstrução filogenética da família *Clavariaceae* usando sequências da região LSU do rDNA provenientes de amostras coletas nos Costa Rica, Estados Unidos, Nova Zelândia, Porto Rico e Singapura. Neste trabalho, segregaram um novo gênero de *Clavaria* Vaill. ex L. (*Alloclavaria* Dentinger & D.J. McLaughlin 2007) para acomodar *C. purpurea* Fr. que não está relacionada com o gênero *Clavaria*, mas se encontrava no clado “hymenochaetoid”.

Olariaga et al. (2009) realizaram um trabalho de delimitação de espécies europeias do gênero *Clavulina* [*C. amethystina* (Bull.) Donk, *C. cinerea* (Bull.) J. Schröt. *C. cristata* (Holmsk.) J. Schröt. e *C. rugosa* (Bull.) J. Schröt.] por meio de dados morfológicos combinados com a análise molecular da região ITS. As análises revelaram que *C. cristata* e *C. rugosa* são espécies bem delimitadas, em comparação com *C. amethystina* e *C. cinerea*, cujos representantes podem ser encontrados em diversos clados.

Maneevun & Sanoamuang (2010) realizaram um trabalho utilizando oito espécies de fungos clavarioídes provenientes de coletas realizadas na Tailândia. A árvore filogenética foi criada por análise de impressões digitais de DNA amplificado usando a técnica de Análise de Restrição do rDNA (ARDRA). A análise de restrição foi utilizada para classificar os fungos clavarioídes com basidioma de forma simples em níveis específicos, confirmando a identidade de *Clavaria falcata* Pers., *C. rosea* Dalman, *C. vermicularis* Batsch, *C. aurantiocinnabrina* Schwein., *C. miyabeana* S. Ito, *Ramariopsis fusiformis* (Sowerby) R. H. Petersen, *R. helvola* (Pers.) R. H. Petersen e *R. laeticolor* (Berk. & M. A. Curtis) R. H. Petersen.

Em 2011, Henkel et al. publicaram um trabalho descrevendo duas novas espécies de *Clavulina*, *C. kunmudlutsa* T.W. Henkel & Aime e *C. tepurumenga* T.W. Henkel & Aime para a Guiana Francesa. Além disso, também ampliou o conhecimento sobre a distribuição de *C. amazonensis* Corner e *C. sprucei* (Berk.) Corner. Nesse trabalho foram geradas sequências de ITS e LSU do DNAr dos espécimes tipo e dos espécimes representantes de novas ocorrências para a região. Apenas as sequências de ITS de *C. sprucei* foram apresentadas em uma árvore.

Kautmanová et al. (2012a) realizaram uma revisão do conceito taxonômico e posição sistemática de algumas espécies de Clavariaceae provenientes de coletas na Europa central e ocidental. Cinco espécies originalmente descritas para a Europa foram identificadas, redescritas e delimitadas por meio de análises morfológicas e filogenéticas da região LSUr, sendo elas *Clavaria fragilis* Holmsk., *Ramariopsis crocea* (Pers.) Corner, *R. corniculata* (Schaeff.) R.H. Petersen, *R. helvola* (Pers.) R.H. Petersen e *R. pulchella* (Boud.) Corner. Lectotipos, epitipos ou neotipos foram designados para cada espécie abordada.

Kautmanová et al. (2012b) publicaram um estudo baseado em dados morfológicos e moleculares (LSUr) de espécies com o basidioma escuro pertencentes ao gênero *Clavaria* que ocorrem na Europa. Por meio das análises filogenéticas, pode-se perceber a inconsistência na atual classificação infragenérica das espécies de *Clavaria* baseada na presença ou ausência de grampo de conexão na base do basídio, sugerindo quatro clados bem sustentados geralmente de acordo com características morfológicas:

- (I) Clado “asperulispora” representado por *C. asperulispora* G.F. Atk. e *C. atrofusca* Velen. Apesar de serem espécies distintas, a ausência de grampo na base do basídio e esporos ornamentados sustenta a afinidade;
- (II) Clado “fumosa” formado por várias espécies de *Clavaria* sem grampo na base do basídio, dentre elas *C. fumosa* Pers.;
- (III) Clado “greletii” formado por sequências de *C. greletii* Boud. que possui grampo na base do basídio;
- (IV) Clado “pullei” com espécies com basidioma não ramificado, esporos lisos e basídio sem grampo (*C. atroumbrina* Corner, *C. pullei* Donk e *C. cf. fuscoferruginea* Leathers).

Uehling et al. (2012a) descreveram as primeiras espécies de *Clavulina* com basidioma efuso-coraloide ou ressupinado para Guiana Francesa. *Clavulina cerebriformis* Uehling, Aime & T.W. Henkel e *C. cinereoglebosa* Uehling, Aime & T.W. Henkel possuem basidioma ressupinado, enquanto *C. effusa* Uehling, T.W. Henkel & Aime possui basidioma efuso-coraloide. As análises filogenéticas foram baseadas em árvores concatenadas de LSUr e RPB2, mas sequências de ITS também foram geradas. Ainda em 2012, Uehling et al. (2012b) descreveram mais três novas espécies de *Clavulina*, *C. rosiramea* Uehling, T.W. Henkel e Aime, *C. guyanensis* Uehling e T.W. Henkel e *C. pakaraimensis* Uehling, T.W. Henkel e Aime coletadas

na Guiana Francesa com basidioma tipicamente coraloide e basídio com 2-4 esterigmas curvados. Nesse trabalho, os autores geraram sequências de ITS, LSUr e RPB2, utilizando nas análises das relações infragenéricas. Adicionalmente, foi apresentada uma chave para todas as espécies de *Clavulina* coletadas em planícies neotropicais.

Uma visão sistemática, morfológica e ecológica de Clavariaceae (Agaricales) foi realizada por Birkebak et al. (2013), sendo delimitados quatro linhagens em Clavariaceae:

- (I) *Mucronella*: forma um grupo irmão aos demais gêneros de Clavariaceae, sendo considerado monofilético;
- (II) *Ramariopsis-Clavulinopsis*: de acordo com a classificação de Corner (1970) e Petersen (1978) são considerados para- ou polifiléticos;
- (III) *Hyphodontiella*: está linhagem é baseada em apenas uma sequência, o que dificulta qualquer afirmação real da sua posição, no entanto, as análises sugeriram que essa linhagem seja irmã de *Clavaria-Camarophyllopsis-Clavicorona*;
- (IV) *Clavaria-Camarophyllopsis-Clavicorona*: *Clavaria* foi considerado parafilético devido à inclusão do gênero lamelado, pileado-estipitado *Camarophyllopsis* Herink e do gênero *Clavicorona*.

No geral, 126 unidades taxonômicas operacionais moleculares podem ser reconhecidas em Clavariaceae, porém cerca de metade das sequências são provenientes de amostras ambientais, dificultando a estimativa real do número de espécies para a família. As análises filogenéticas foram baseadas na região LSU do DNAr.

Ramaria admiratia R.H. Petersen e *R. calvodistalis* R.H. Petersen, coletadas nos Estados Unidos, foram descritas como novas para a ciência por Petersen et al. (2014), sendo delimitadas com base em caracteres morfológicos e análises filogenéticas da região LSU do DNAr.

Outro importante estudo foi de Olariaga et al. (2015) sobre espécies do gênero *Clavaria* realizado cruzando informações sobre a morfologia de um grupo de espécies com o basidioma amarelo e grampo de conexão no basídio com dados moleculares da região ITS e LSUr. *Clavaria flavostellifera* Olariaga, Salcedo, Daniëls & Kautmanová é proposta como nova espécie e a tipificação de *C. argillacea* Pers., *C. flavipes* Pers. e *C. sphagnicola* Boud. é apresentada. As espécies de *Clavaria*

com grampo no basídio e basidioma amarelado estão distribuídas em dois clados, obtidos por meio de análises da região ITS:

- (I) Caracterizado por esporos ornamentados, em que *C. flavostellifera* está próxima de *C. incarnata* Weinm. e *C. asterospora* Pat.;
- (II) Caracterizado por esporos lisos, com *C. argillacea*, *C. citrinorubra* R.H. Petersen, *C. flavipes* e *C. sphagnicola*.

Hyde et al. (2016) descreveram *Clavulinopsis aurantiaca* Araujo-Neta, Silva & Gibertoni e *Ramariopsis atlantica* Araujo-Neta, Silva & Gibertoni coletadas em áreas da Mata Atlântica, baseando-se em análises das regiões ITS e LSU do DNA ribossomal e dados morfológicos. Este é o primeiro trabalho cruzando dados moleculares e morfológicos para descrição de novas espécies provenientes de amostras coletadas em florestas brasileiras.

2.3 FUNGOS CLAVARIOIDES NO BRASIL

Trabalhos sobre fungos clavarioides no Brasil são infrequentes. Até o momento, nenhum estudo exclusivamente sobre esse grupo foi realizado, sendo os registros desses fungos no país restritos a estudos abordando geralmente outros grupos. Corner (1950, 1970) citou 34 espécies de fungos clavarioides para o Brasil, enquanto Rick (1959) citou 18 espécies coletadas no Rio Grande do Sul. Fidalgo & Fidalgo (1970) registraram a ocorrência de *Ramaria flavobrunnescens* (G.F. Atk.) Corner no Rio Grande do Sul, essa espécie é venenosa. Bononi (1979) realizou um trabalho sobre Basidiomycetes na Ilha do Cardoso (São Paulo), no qual citou três espécies clavarioides: *Aphelaria deflectens* (Bres.) Corner, *Clavulina floridana* (Singer) Corner e *Mucronella calva* (Alb. & Schwein.) Fr.

Meijer (2006) apresentou uma lista de macrofungos para o estado do Paraná, citando 30 espécies de fungos clavarioides, das quais uma é relatada como ectomicorrízica de *Eucalyptus*. Gibertoni et al. (2007) citaram *Lachnocladium schweinfurthianum* Henn. para Alagoas, Pernambuco e Sergipe. Posteriormente, Meijer (2009) citou 10 espécies de fungos clavarioides para o Paraná, das quais nove são relatadas como ectomicorrízicas. Baltazar & Gibertoni (2009) listam 32 espécies de fungos clavarioides para o bioma de Mata Atlântica. Gomes-Silva & Gibertoni (2009) listaram cinco espécies de fungos clavarioides para Amazônia brasileira: *Clavulina connata* (Berk.) Corner, *C. delicia* (Berk.) Corner, *C. panurensis*

Berk. [= *Clavulina panurensis* (Berk.) Corner], *C. sprucei* (Berk.) Corner, *Scytinopogon scaber* (Berk. & M. A. Curtis) D. A. Reid. Wartchow (2012a, 2012b) citou *Clavulina amazonensis* Corner como nova ocorrência para o bioma Mata Atlântica e *C. incrustata* Wartchow como nova espécie para a ciência, coletadas em Pernambuco.

Recentemente, Furtado et al. (2016) descreveram três novas espécies de Clavariaceae com base em dados morfológicos e material coletado em Mata Atlântica: *Clavaria diverticulata* A.N.M. Furtado & M.A. Neves, *Clavulinopsis dimorphica* A.N.M. Furtado & M.A. Neves e *Clavulinopsis imperata* A.N.M. Furtado & M.A. Neves, além de novas ocorrências para o Brasil: *Clavaria gibbsiae* Ramsb., *Clavaria fumosa* Pers. e *Clavulinopsis helvola* (Pers.) Corner. Também em 2016, Hyde et al. publicaram duas novas espécies de Clavariaceae, *Clavulinopsis aurantiaca* Araujo-Neta, Silva & Gibertoni e *Ramariopsis atlantica* Araujo-Neta, Silva & Gibertoni, sendo utilizadas análises moleculares e morfológicas. Os espécimes também foram coletados em áreas da Mata Atlântica (Pernambuco).

Atualmente, com base na literatura, temos 195 espécies de fungos clavarioides registradas para o Brasil, distribuídas em seis ordens (Agaricales, Cantharellales, Gomphales, Hymenochaetales, Polyporales e Russulales) e 12 famílias (Aphelariaceae, Auriscalpiaceae, Clavariaceae, Clavulinaceae, Gomphaceae, Hymenochaetaceae, Lachnocladiaceae, Lentariaceae, Lepidostromataceae, Physalacriaceae, Pterulaceae e Typhulaceae). Destas, 45 espécies são registradas para a Amazônia, dentre as quais *Mucronella calva* (Alb. & Schwein.) Fr. Para e *Lachnocladium brasiliense* (Lév.) Pat. são os únicos registros de fungos clavarioides para o Acre, enquanto *M. calva* é o único registro desses fungos para Rondônia. Enquanto que para a Mata Atlântica são registradas 195 espécies (Checklist-Apêndice A).

3 ANÁLISE DOS RESULTADOS

A partir de 15 coletas realizadas em áreas de florestas pluviais do Norte e Nordeste, foram coletados 149 espécimes, dos quais 30 foram descartados devido à deterioração e dos quais 19 não foi possível obter sequência de DNA e/ou são materiais escassos e novas coletas são aguardadas (Apêndice B). Os espécimes restantes se distribuem em sete famílias, e seu posicionamento taxonômico é

discutido baseado em caracteres morfológicos e em 62 sequências de ITS e 58 sequências de LSU geradas de 76 espécimes. Trinta espécimes, distribuídos em 10 espécies, são novos registros (Tabela 02):

Tabela 02. Novos registros de fungos clavarioides para o Acre/AC, Paraíba/PB, Pernambuco/PE, Rio Grande do Norte/RN e Rondônia/RO.

Espécie	Estado
<i>Clavaria cf. neofossilicola</i> Corner	RO
<i>Deflexula cf. fascicularis</i> (Bres. & Pat.) Corner	PB
<i>Lachnocladium cf. schweinfurthianum</i> Henn.	AC, RO
<i>Lentaria cf. surculus</i> (Berk.) Corner	PB, RN
<i>Phaeoclavulina cf. zippelii</i> (Lév.) Overeem	PE
<i>Pterula juruensis</i> (Henn.) Corner	RO
<i>Pterula cf. multifida</i> (Chevall.) Fr.	RO
<i>Pterula moniliformis</i> (Henn.) Corner	PB, RO
<i>Ramaria cf. zippelii</i> var. <i>gracilis</i> Corner	RO
<i>Trechispora robusta</i> nov. comb.	PB

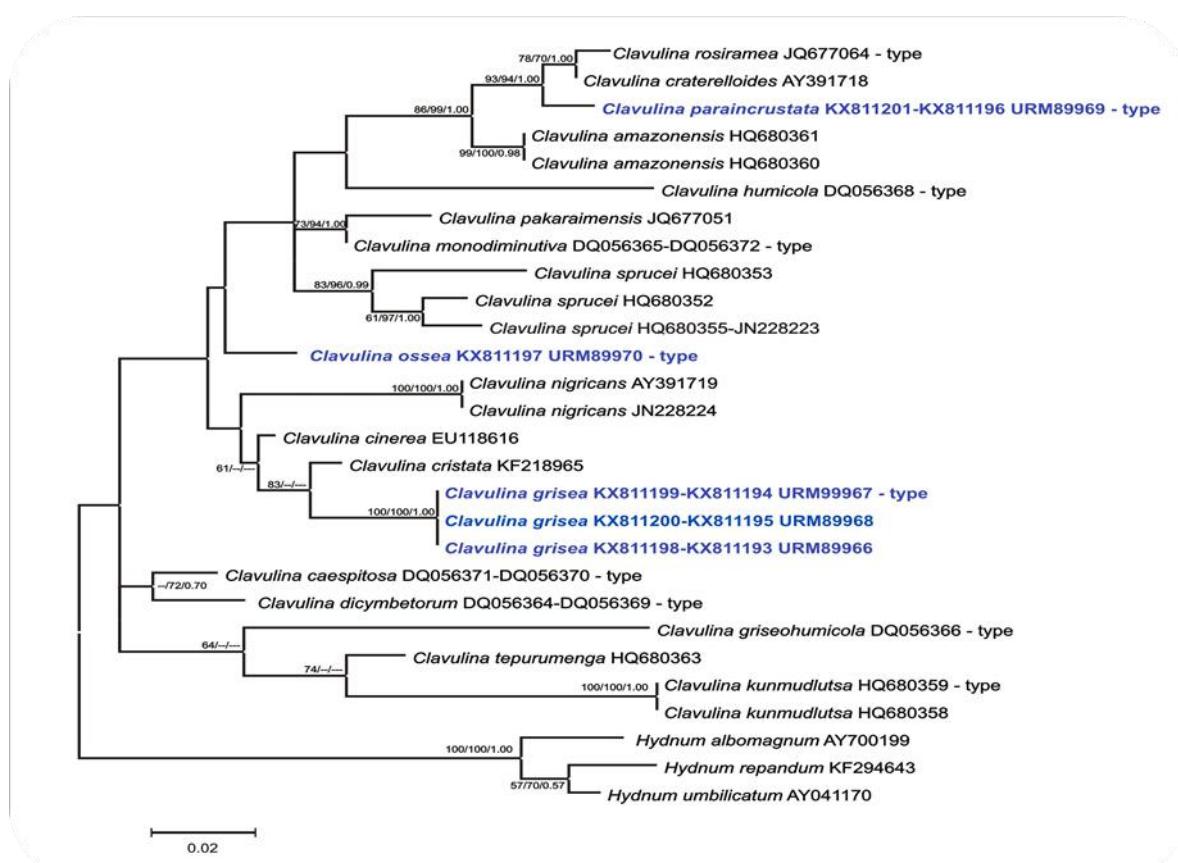
3.1 TAXONOMIA MORFOLÓGICA E MOLECULAR

3.1.1 Clavulinaceae Donk

Clavulinaceae foi descrita em 1961 por Donk para acomodar o gênero *Clavulina*, com base no basídio com dois esterigmas, secundariamente septado e basídio estíquico. Atualmente, pertence à Cantharellales e inclui quatro gêneros, *Clavulicium* Boidin, *Clavulina*, *Membranomyces* Jülich e *Multiclavula* R.H. Petersen (Kirk et al. 2008). Os membros de Clavulinaceae são caracterizados por ter basidioma simples ou ramificado (*Clavulina* e *Multiclavula*) ou ressupinado (*Clavulicium* e *Membranomyces*), sistema hifálico monomítico, hifas infladas ou não, e cistídio em algumas espécies. Os basídios são clavados ou subcilíndricos, com esterigma geralmente encurvado com basidiosporos geralmente globosos, subglobosos a elipsóides, lisos, gutulados e inamíloides. As espécies de Clavulinaceae são relatadas como sapróbias, ectomicorrízicas e liquenizadas (Corner 1950; Donk 1964; Moncalvo et al. 2006; Bernicchia & Gorjón 2010).

Neste trabalho, foram coletados cinco espécimes pertencentes à família Clavulinaceae que representam três espécies novas de *Clavulina*: *C. grisea* Meiras-Ottoni & Gibertoni, *C. ossea* Meiras-Ottoni & Gibertoni e *C. paraincrustata* Meiras-Ottoni & Gibertoni. Para cada espécime, foram geradas sequências de ITS e LSU; no entanto, não foi obtida sequência de boa qualidade da região ITS do espécime de *C. ossea*. Juntamente com as sequências recuperadas do GenBank por meio da ferramenta Blastn, foram geradas árvores individuais (ITS/LSU) e uma árvore concatenada (Fig. 01), confirmando também geneticamente as espécies novas.

Figura 01. Árvore filogenética de *Clavulina* obtida por análises combinada de sequências da região LSU e ITS do rDNA. Ambas as regiões ITS e LSU rDNA foram usadas em análises individuais. Os valores dos suportes são referentes à máxima verossimilhança (ML), máxima parcimônia (MP) e análise Bayesiana (B). As sequências obtidas nesse estudo estão em negrito. Somente os valores acima de 50% são mostrados. *Hydnellum albomagnum*, *H. repandum* e *H. umbilicatum* representam o grupo externo.



Clavulina grisea Meiras-Ottoni & Gibertoni (Apêndice C) é caracterizada pelo basidioma delicado, flexível, carnoso e acinzentado quando fresco, quebradiço quando seco, e pelos cistídios himeniais hialinos com conteúdo homogêneo ou granular. Em campo, vários basidiomas solitários de *C. grisea* são encontrados em solo coberto por serrapilheira.

Outras espécies de *Clavulina* com basidioma acinzentado e cistídios foram relatadas por Corner (1956, 1970) e Petersen (1983). *Clavulina hispidulosa* Corner, no entanto, tem basidiosporos subhialinos a pálido amarelado ou pálido amarronzado, subgloboso a obovoide ($8-12 \times 7-10.5 \mu\text{m}$), enquanto *C. griseopurpurascens* Corner tem basidiosporos hialinos, normalmente elipsóide ($7.5-8.7 \times 6-7 \mu\text{m}$).

Os espécimes de *C. grisea* estão agrupados em um clado bem sustentado (100/100/1.00), irmão de *C. cristata* (Holmsk.) J. Schröt. (80/--/--) (Fig. 01). *Clavulina cristata* é caracterizada pelo basidioma branco, frequentemente tornando-se amarelado, ocráceo ou fuliginoso. Os ramos têm pontas agudas geralmente tornando-se cristados e basidiosporos grandes com parede levemente espessa ($7-11 \times 6.5-10 \mu\text{m}$).

Outras espécies com basidioma acinzentado usadas nas análises filogenéticas (Fig. 01) foram *C. cinerea* (Bull.) J. Schröt., *C. craterelloides* Thacker & T.W. Henkel e *C. griseohumicola* T.W. Henkel, Meszaros & Aime, todas sem cistídio. Adicionalmente, *C. cinerea* tem basidiosporos amarelos ou ocráceos, subgloboso a amplamente elipsóide ($6.5-11 \times 6-10 \mu\text{m}$); *C. craterelloides* tem basidioma infundibuliforme e basidiosporos subglobosos a amplamente elipsóide [$(6.5) 7.5-8 \times (5.5) 6-7 (7.5) \mu\text{m}$]; e *C. griseohumicola* tem basidioma simples cinza azulado escuro e basidiosporos subgloboso ($8-9.5 \times 7-9 \mu\text{m}$).

Outra espécie nova, *C. ossea* Meiras-Ottoni & Gibertoni (Apêndice C), é caracterizada pela basidioma robusto, carnoso de coloração pálido lilás quando frescos, se assemelhando a ossos quando seco, e por hifas ocasionalmente incrustadas. Essa espécie é composta de vários basidiomas solitários ou em pares, espalhados no solo coberto por serrapilheira.

Das outras espécies de *Clavulina* com basidioma de cor similar (tons pálidos de vinho, lilás ou roxo), *C. incrustata* Wartchow pode ser distinguida pelo basidioma com raros grampos de conexão e hifas incrustadas (Wartchow 2012); *C. amethystina* (Bull.) Donk pelo basidiosporos ovoide-elipsóide ou subgloboso, levemente maior

[7–11 (-12) × 6–8 µm], enquanto *C. amethystinoides* (Peck) Corner pelo basidiosporos subgloboso à amplamente elipsoide (7–10 × 6–8 µm).

Em todas as análises filogenéticas, *C. ossea* está numa posição isolada no gênero (Fig. 01).

A terceira espécie nova, *C. paraincrustata* Meiras-Ottoni & Gibertoni (Apêndice C), é caracterizada pelo basidioma robusto, marrom a violeta e consistência coriácea quando fresco e marrom escuro e quebradiço quando seco, e hifas incrustadas. É composto por vários basidiomas solitários ou em pares, espalhados no solo coberto por serrapilheira.

Wartchow (2012) descreveu *C. incrustata*, primeira espécie de *Clavulina* com hifas incrustadas, baseado em espécimes coletados no Brasil. Apesar de serem microscopicamente semelhantes, *C. incrustata* difere de *C. paraincrustata* pelo basidioma menor e delicado e por apresentar himênio anfígeno. A extração de DNA do tipo de *C. incrustata* não foi bem-sucedida.

Clavulina paraincrustata está agrupada (94/94/1.00) com *C. craterelloides* e *C. rosiramea* Uehling, T.W. Henkel & Aime (Fig. 01), podendo ser distinguida dessas espécies por apresentar incrustação das hifas. Adicionalmente, *C. craterelloides* tem basidioma infundibuliforme, basidiosporos subgloboso a amplamente elipsoide [(6.5) 7.5–8 × (5.5) 6–7 (7.5) µm], enquanto *C. rosiramea* tem basidioma simples ou levemente ramificado de coloração alaranjada e basidiosporos subgloboso levemente triangular [(6.5) 7–9 (10) x (6) 7–8 (9) µm].

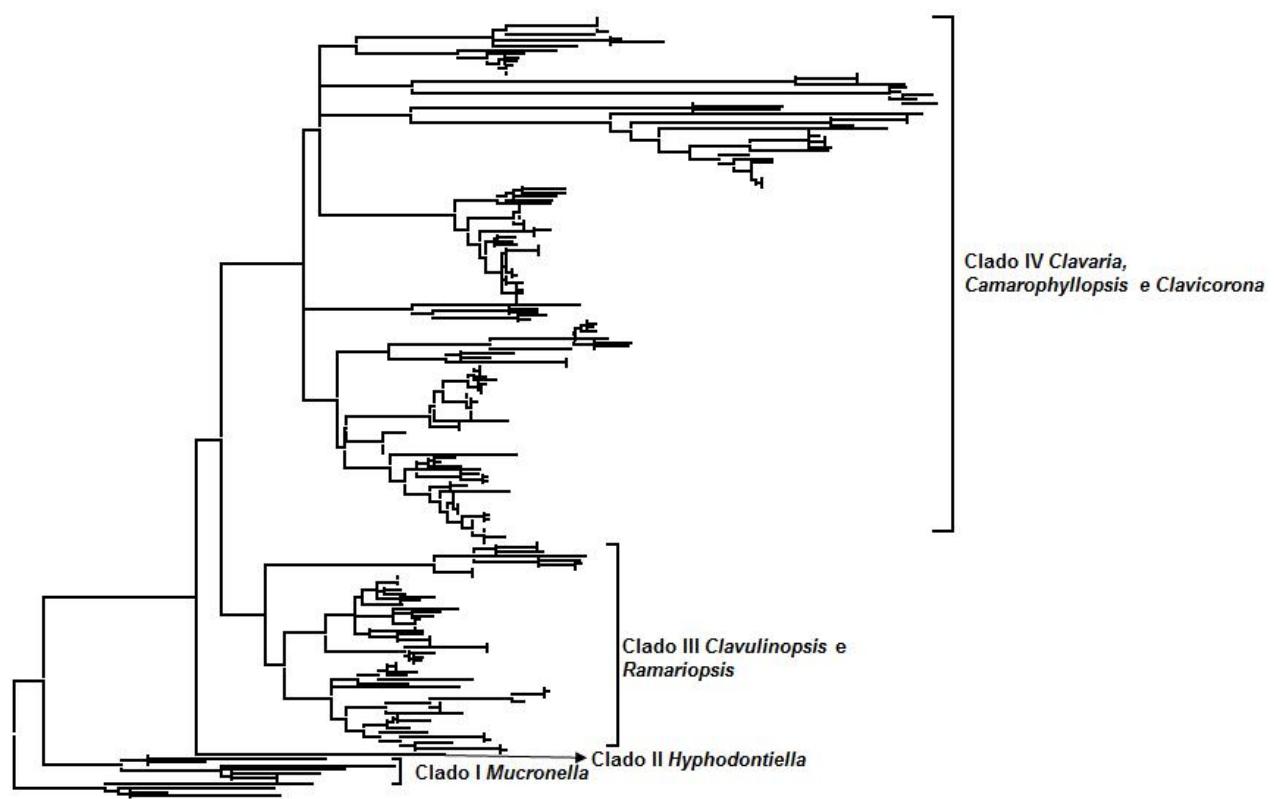
3.1.2 Clavariaceae Chevall.

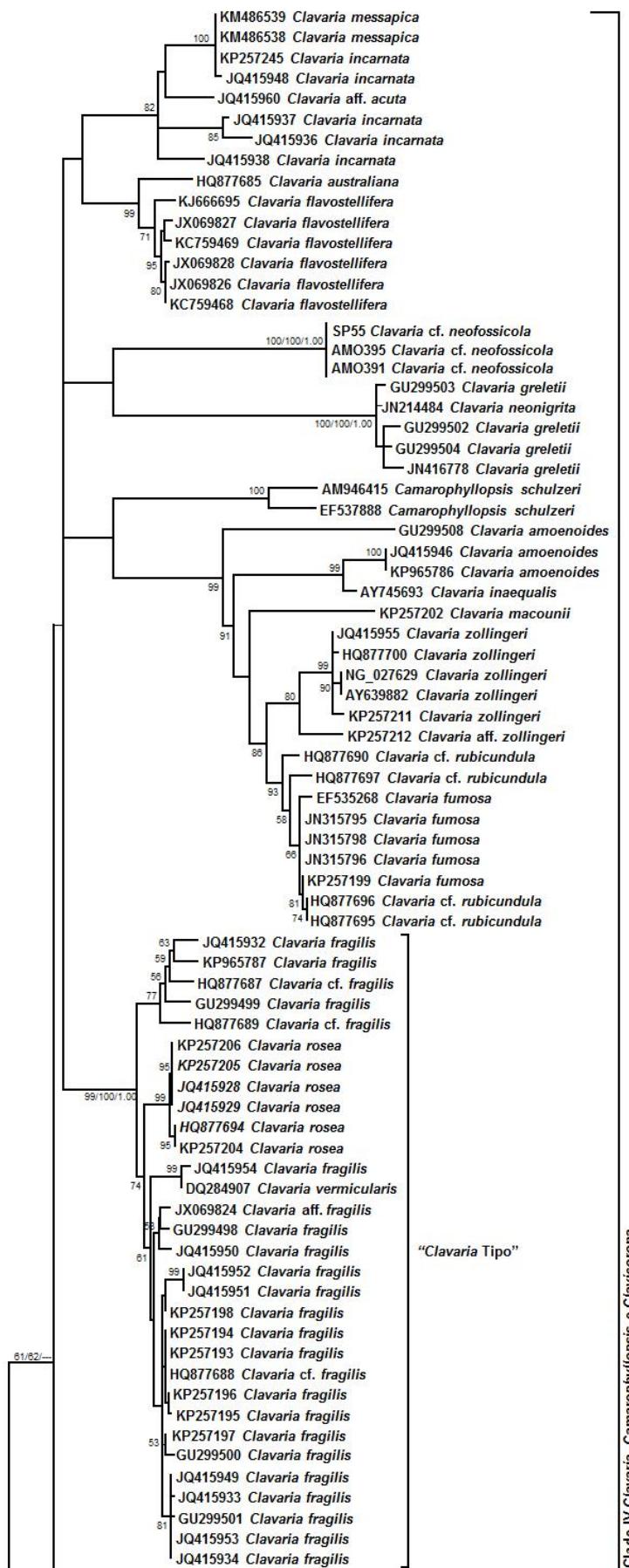
Clavariaceae Chevall. pertence à ordem Agaricales e compreende sete gêneros com cerca de 125 espécies (Kirk et al. 2008; Birkebak et al. 2013). O basidioma das espécies de Clavariaceae possui variadas formas, como clavado simples ou coraloides, hidnoide-pendente, ressupinado e estipitado-lamelar (Dentinger & McLaughlin 2006; Matheny et al. 2006; Larsson 2007; Birkebak et al. 2013). No entanto, a família é tradicionalmente caracterizada por apresentar basidioma clavado simples ou ramificado, morfologia encontrada nos gêneros *Clavaria*, *Clavulinopsis*, *Mucronella* e *Ramariopsis* (Birkebak et al. 2016). Microscopicamente, suas espécies apresentam hifas infladas ou não, com grampos de conexão ou não e geralmente são secundariamente septadas. Raramente

apresentam cistídios. Os basidiosporos possuem formas variadas, geralmente globosos a elipsoides, com parede lisa ou ornamentada e inamiloïdes (Corner 1950, 1970). Possuem distribuição por todo o mundo e são reportadas como sapróbias, ectomicorrízicas e possivelmente biotróficas (Burke et al. 2005, 2006; Rinaldi et al. 2008; Tedersoo et al. 2010).

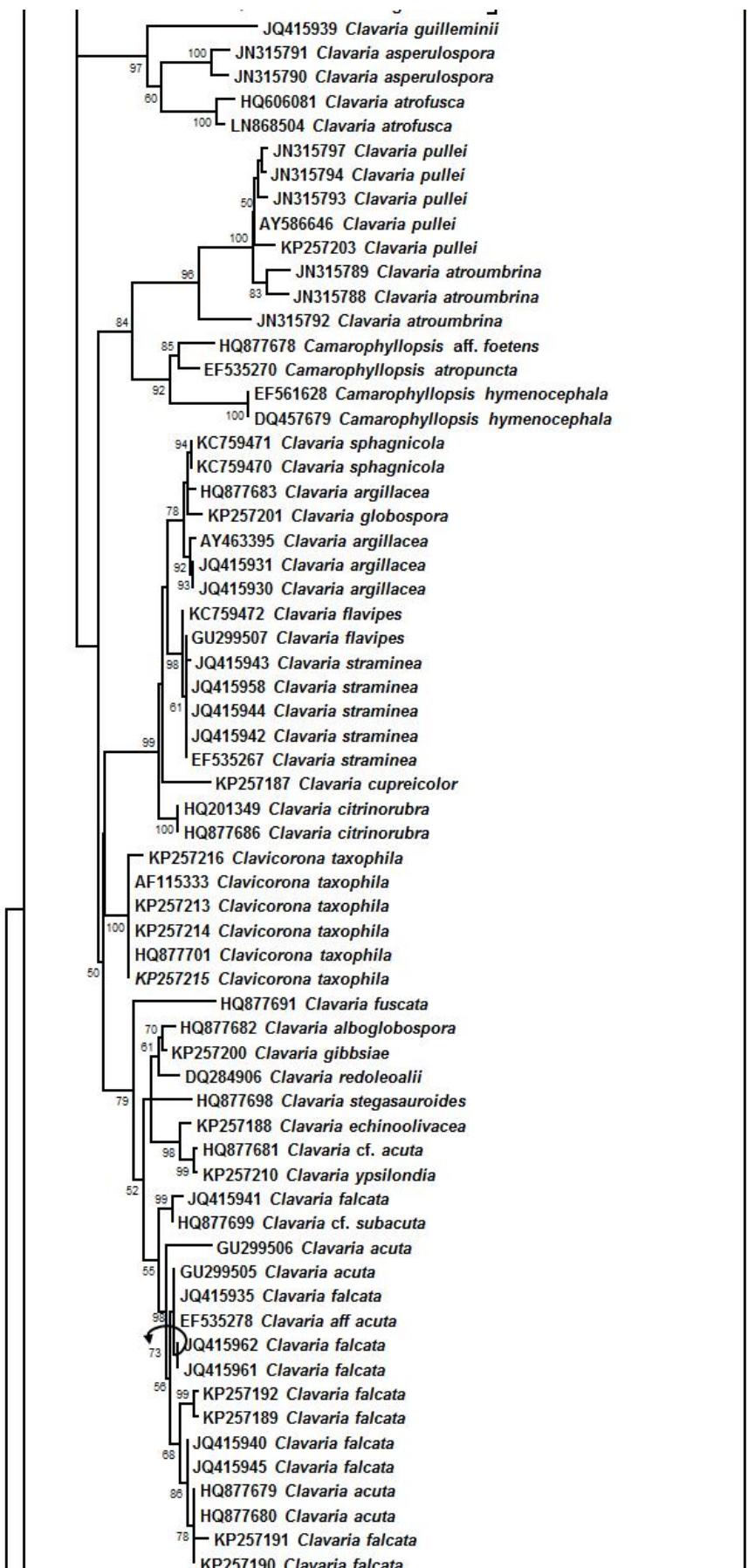
Neste trabalho, foram coletados nove espécimes pertencentes à família Clavariaceae que representam três espécies novas de *Clavulinopsis*, uma de *Ramariopsis* e *Clavaria* cf. *neofossicola* Corner. Para cada espécime, foram geradas sequências de ITS e LSU, quando possível. Juntamente com as sequências recuperadas do GenBank por meio da ferramenta Blastn e usando como base para construção da árvore o trabalho de Birkebak et al. (2013), foram geradas árvores de inferência bayesiana (B), máxima parcimônia (MP) e máxima verossimilhança (ML) da região LSU do DNAr (Fig. 02). De forma geral, a árvore apresentada nesse trabalho é similar aos resultados obtidos por Birkebak et al. (2013), em que quatro clados ou linhagens principais são delimitados em Clavariaceae. O clado I é formado por espécies de *Mucronella*, o clado II é formado por *Hyphodontiella*, o clado III por *Clavulinopsis* e *Ramariopsis* e o clado IV por *Clavaria*, *Camarophyllopsis* e *Clavicorona*. As sequências geradas no presente estudo se distribuem nos clados III e IV.

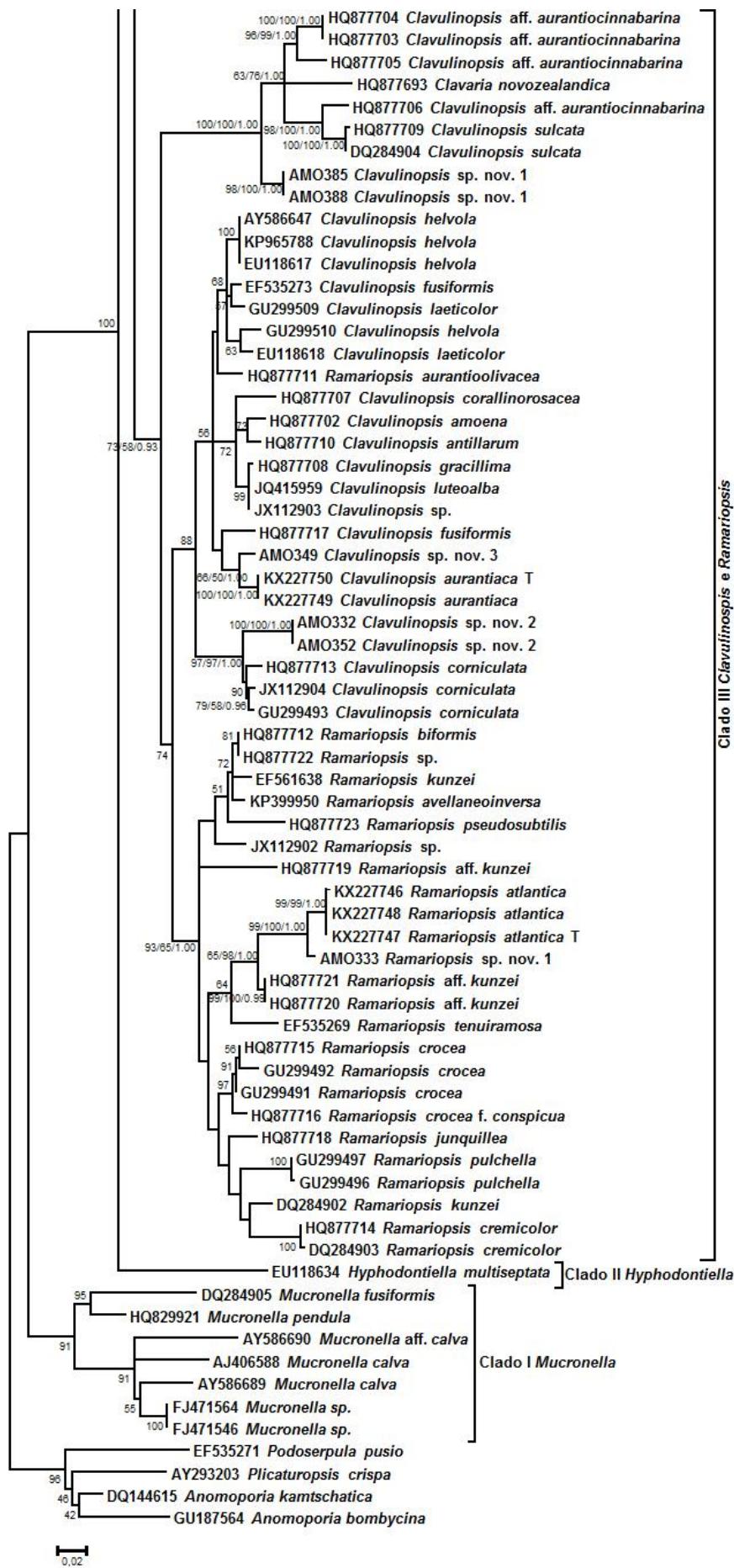
Figura 02. Árvore filogenética de Clavariaceae obtida por análises de sequências da região LSU do rDNA. Os valores dos suportes são referentes à máxima verossimilhança (ML), máxima parcimônia (MP) e inferência Bayesiana (B). As sequências obtidas nesse estudo estão sob as iniciais AMO. Somente os valores acima de 50% são mostrados. Os valores de MP e B só são mostrados nos clados de interesse.





Clad IV Clavaria, Camarophylloopsis e Clavicorona





Em nossas análises, o **clado III** apresenta valores de suporte levemente mais baixos (73/58/0.93) que os apresentados por Birkebak et al. (2013) (82/não realizado/não realizado), mas também é formado por um clado correspondente a *Clavulinopsis* e outro a *Ramariopsis*.

O gênero *Clavulinopsis* forma um clado fracamente sustentado (---/59/0.55), morfologicamente caracterizado por possuir geralmente grampo de conexão na base do basídio e nas hifas, esporos não amiloides e basidioma clavarioide (simples ou ramificado). Esse clado contém sequências da espécie tipo do gênero, *C. sulcata* Overeem, provenientes da Nova Zelândia e Austrália. A localidade tipo de *C. sulcata* é a Indonésia (Java) e, caso os exemplares de *C. sulcata* da Nova Zelândia e Austrália sejam confirmados, esse seria o clado central do gênero, com uma nova espécie de *Clavulinopsis*. *Clavulinopsis* sp. nov. 1 (Apêndice B) pode ser diferenciada de *C. sulcata* pelo basídio sem grampo de conexão na base, geralmente com dois esterigmas, pelas hifas não infladas e sem grampo de conexão e por também possuir esporos menores ($4-6 \times 4-6 \mu\text{m}$, $5.8-7.2 \times 5.8-6.8 \mu\text{m}$ em *C. sulcata*). Outra espécie nesse clado é *C. aurantiocinnabarina* (Schwein.) Corner, morfologicamente similar a *Clavulinopsis* sp. nov. 1, porém, apresenta basídio e hifas com grampo de conexão.

Uma segunda nova espécie, *Clavulinopsis* sp. nov. 2 (Apêndice B) se posiciona como grupo irmão de *C. corniculata* (Schaeff.) Corner provenientes dos Estados Unidos, Espanha e Eslováquia. Com base em descrições disponíveis na literatura (Corner 1950; Kautmanová et al. 2012a) de *C. corniculata*, não foram encontradas diferenças morfológicas significantes entre essa espécie e *Clavulinopsis* sp. nov. 2. *Clavulinopsis corniculata* é caracterizado pelo basidioma ramificado, amarelo ovo, estipe geralmente visível e esbranquiçado quando fresco, esporos lisos, globosos ($4.7-5.8 \times 4.5-5.5 \mu\text{m}$) com apículo proeminente (Kautmanová et al. 2012a). Assim, análises morfológicas do tipo de *C. corniculata*, proveniente da Alemanha, e dos espécimes de onde as sequências foram obtidas serão necessárias, além de análises de outras regiões do DNA, para posterior determinação do real posicionamento dessas espécies.

Outra espécie nova, *Clavulinopsis* sp. nov. 3 (Apêndice B), está agrupada com *C. aurantiaca* Araujo-Neta, Silva & Gibertoni (66/50/1.00), da qual se diferencia pelos basidiosporos amigdaliformes ou ovoides ($5-6 \times 4-5 \mu\text{m}$), com apículo proeminente ($1-1.5 \mu\text{m}$), gramos de conexão pouco conspícuos e hifas não

infladas. *Clavulinopsis aurantiaca* possui esporos geralmente globosos ($5-6 \times 5-6 \mu\text{m}$) com apículo pequeno ($0.2-0.5 \mu\text{m}$), gramos de conexão muito conspícuos e hifas infladas (Hyde et al. 2016).

As espécies do gênero *Ramariopsis* compõem um clado bem sustentando (93/65/1.00) morfologicamente caracterizado por possuir basidioma ramificado, basídio de tamanho médio, esporos pequenos de parede com ornamentação rugosa. Nesse clado, se posicionou uma sequência de uma nova espécie, *Ramariopsis* sp. nov. 1 (Apêndice B). Por meio de análises morfológicas, *Ramariopsis* sp. nov. 1 foi identificada originalmente como *R. cf. kunzei*, diferenciando-se dessa espécie apenas pela coloração do basidioma (rosa claro, branco em *R. kunzei*) e por apresentar ramificação mais esparsa. No entanto, as análises filogenéticas mostraram que a sequência de *Ramariopsis* sp. nov. 1 está distante das sequências de *R. kunzei* provenientes dos Estados Unidos e Reino Unido. Outras duas sequências identificadas como *R. aff. kunzei*, provenientes dos Estados Unidos, ficam relativamente próximas de *Ramariopsis* sp. nov. 1; entretanto, esses espécimes apresentam basidioma branco fortemente ramificado (Birkebak et al. 2013). O espécime de *Ramariopsis* sp. nov. 1 se posiciona como grupo irmão de *R. atlantica* (Fig. 02), caracterizada pelo basidioma branco ramificado, por apresentar hifas terminais que se assemelham a gleocistídios, por possuir gramos de conexão conspícuos e pelos basidiosporos amplamente elipsoides, levemente menores ($4 \times 3 \mu\text{m}$) (Hyde et al. 2016) basidiosporos globosos a subglobosos ($3-5.5 \times 3-4 \mu\text{m}$) em *Ramariopsis* sp. nov. 1.

O **clado IV** (*Clavaria*, *Camarophyllopsis* e *Clavicorona*) não apresentou bom suporte (61/62/---) e pode-se observar a formação de vários clados terminais. Três espécimes coletados em áreas de Floresta Amazônica foram identificados por meio de análises morfológicas como *Clavaria neofossicola* var. *armeniaca* Corner (= *Clavaria neofossicola* Corner) (Apêndice B), diferenciando-se de *C. neofossicola* var. *armeniaca* por possuir basidioma maior, ramificado ($\sim 2 \text{ cm}$, simples em *C. neofossicola* var. *armeniaca*) com coloração rosa vibrante (39) (rosa claro em *C. neofossicola* var. *armeniaca*) e esporos levemente menores ($5-6 \times 2.5-3 \mu\text{m}$ e $6-8 \times 3-4 \mu\text{m}$ em *C. neofossicola* var. *armeniaca*). A confirmação da espécie por análise filogenética não foi possível devido à ausência de sequências da mesma no *GenBank*. Nas análises realizadas, *C. cf. neofossicola* não se agrupa no clado central de *Clavaria*, tipificada por *C. fragilis* Holmsk. Como a localidade tipo de *C.*

neofossicola é o Brasil (Rio de Janeiro), a identificação inicial como *C. cf. neofossicola* será mantida até que o tipo de *C. neofossicola* seja analisado e que análises filogenéticas de outras regiões do DNA sejam realizadas.

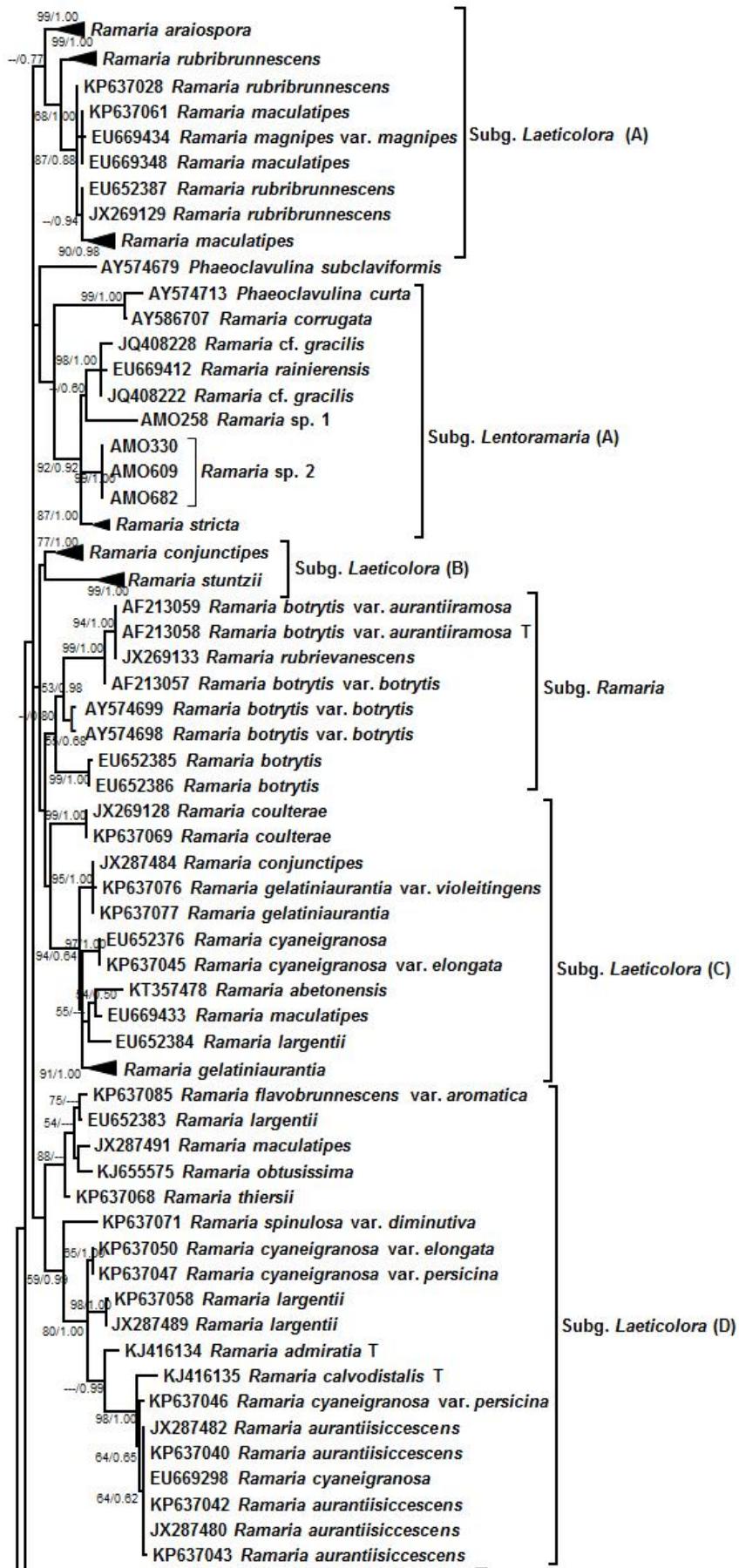
3.1.3 Gomphaceae Donk

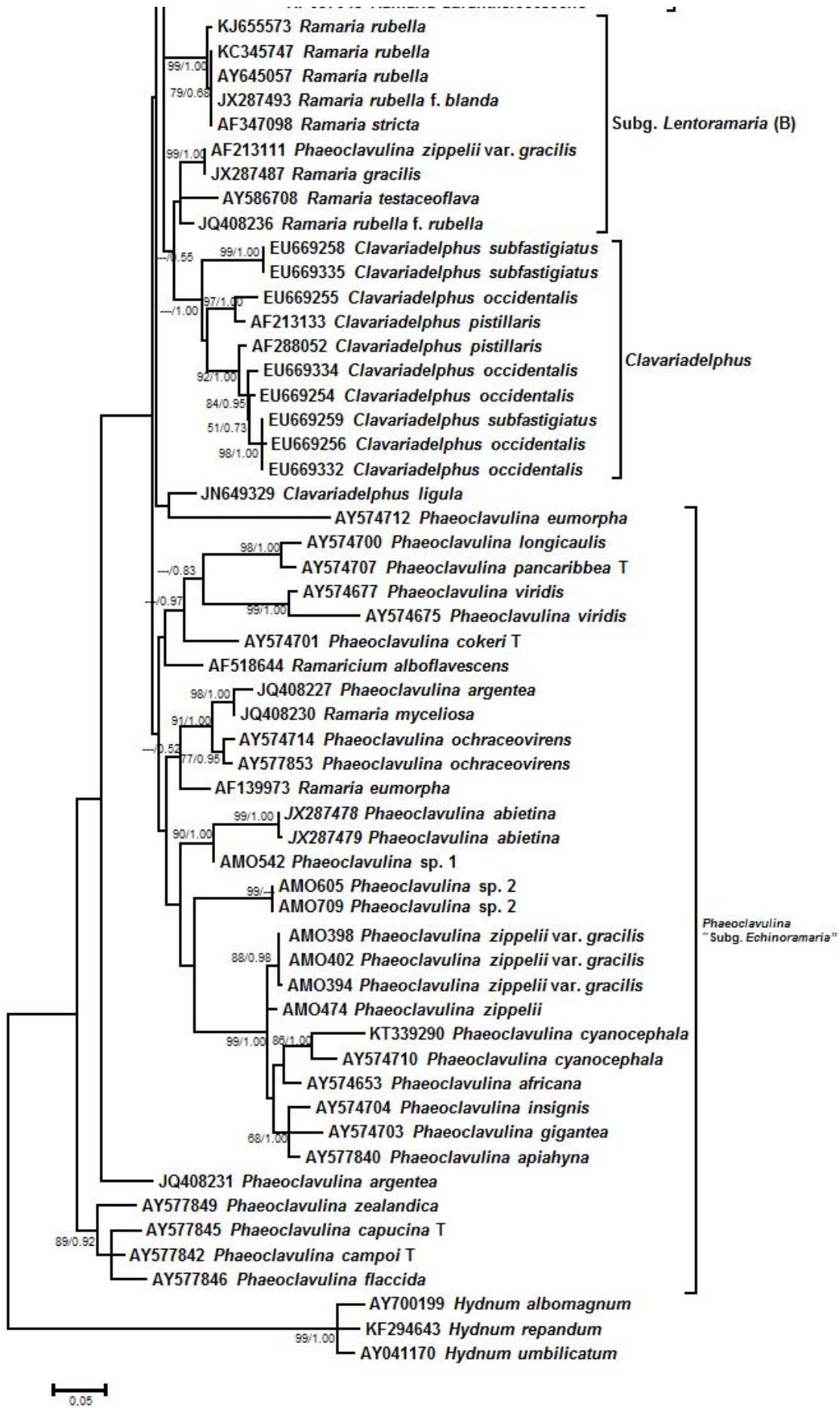
Gomphaceae Donk pertencente à ordem Gomphales (Phallomycetidae), foi proposta por Donk (1961, 1964) para incluir os gêneros ressupinado-odontoide *Kavinia* Pilát e *Ramaricium* J. Erikss., os gêneros clavarioïdes-ramarioïdes *Lentaria* Corner e *Ramaria* Fr. ex Bonord., o gênero hidnoide *Beenakia* D.A. Reid e os gêneros pileado-estipitado *Chloroneuron* Murrill, *Gloeocantharellus* Singer e *Gomphus* Pers. Atualmente, compreende 13 gêneros com cerca de 287 espécies (Kirk et al. 2008). Microscopicamente, suas espécies possuem sistema hifálico monomítico e a maioria delas grampo de conexão; os esporos são geralmente elipsoides, oblongos ou amigdaliformes, muitas vezes marrom amarelado e raramente incolor, não amiloide e com ornamentação variável (raramente lisa) (Villegas et al. 2005; Cannon & Kirk 2007).

Neste trabalho, foram coletados 15 espécimes pertencentes à família Gomphaceae. Por meio de análises moleculares e morfológicas, os mesmos foram identificados como membros do gênero *Phaeoclavulina* Brinkmann e *Ramaria*: *Phaeoclavulina* sp. nov. 1, *Phaeoclavulina* sp. nov. 2, *P. cf. zippelii* (Lév.) Overeem, *P. cf. zippelii* var. *gracilis* Corner, *Ramaria* sp. nov. 1 e *Ramaria* sp. nov. 2.

Foram geradas sequências de ITS e LSU de 11 espécimes, totalizando 11 sequências de ITS e 11 de LSU. Juntamente com as sequências recuperadas do GenBank por meio da ferramenta Blastn, foram geradas árvores de inferência bayesiana (B) e máxima verossimilhança (ML) da região LSU do DNAr (Fig. 03).

Figura 03. Árvore filogenética de Gomphaceae obtida por análises de sequências da região LSU do rDNA. Os valores dos suportes são referentes à máxima verossimilhança (ML) e inferência Bayesiana (B). As sequências obtidas nesse estudo estão sob as iniciais AMO. Somente os valores acima de 50% são mostrados.





De acordo com Humpert et al. (2001), *Ramaria* e seus subgêneros, *Ramaria*, *Laeticolora*, *Lentoramaria* e *Echinoramaria* são parafiléticos, assim como encontrado no presente trabalho.

O clado central de *Ramaria* seria referente ao subgênero *Ramaria* onde está a espécie tipo, *R. botrytis* (Pers.) Ricken, porém as sequências apresentadas na árvore como *R. botrytis* e variações são provenientes dos Estados Unidos, enquanto a localidade tipo é a França.

Nenhuma das sequências obtidas no presente trabalho se posicionou no clado central de *Ramaria*, mas os espécimes apresentaram características marco- e micromorfológicas do gêneros, tais como: basidiomas geralmente robustos, esporos pálido amarelo, ocre ou marrom ferrugíneo, com parede ornamentada e cianófila.

Ramaria sp. nov. 1 e *Ramaria* sp. nov. 2 (Apêndice B) se posicionaram em um dos clados referentes ao subg. *Lentoramaria* (A) caracterizado por apresentar basidioma pequeno a médio, hifas com grampo de conexão, esporos lisos ou verrucosos (Humpert et al. 2001) e tipificado por *R. stricta* (Pers.) Quél. coletada nos Países Baixos. Entretanto, as sequências de *R. stricta* analisadas pertencem a espécimes coletados nos Estados Unidos. *Ramaria* sp. nov. 1 formou um clado irmão com suporte abaixo de 50% com *R. cf. gracilis* (Pers.) Quél. coletadas nos Estados Unidos e *R. rainieriensis* Marr & D.E. Stuntz. também coletada nos Estados Unidos. *Ramaria* sp. nov. 1 diferencia-se de *R. cf. gracilis* por apresentar basidioma fortemente ramificado e delicado (basidioma robusto com ramificação ereta em *R. cf. gracilis*) (Knudson 2012); de *R. rainieriensis*, *Ramaria* sp. nov. 1 diferencia-se por apresentar basidioma marrom canela (C10) (branco amarelado a alaranjado pálido acinzentado em *R. rainieriensis*) sem rizomorfas, esporos ovoides, verrucosos a asperulosos ($5-6 \times 3.5-4.5 \mu\text{m}$; elipsoides, verrucosos $7-10 \times 4.5-6 \mu\text{m}$ em *R. rainieriensis*). Além das diferenças morfológicas, a localidade tipo de *R. gracilis* é a Bélgica enquanto a localidade tipo de *R. rainieriensis* é os Estados Unidos (Washington).

Ramaria sp. nov. 2 está isolada no clado referente ao subg. *Lentoramaria* (A) e é caracterizada pelo basidioma branco (1A1) a pálido ocráceo (6D6), ramificado, com pontas dos ramos bifurcada, esporos subglobosos, com ornamentação verrucosa ($7.5-10 \times 5-6 \mu\text{m}$).

Giachini (2004) revisou os gêneros de Gomphaceae, recuperando o gênero *Phaeoclavulina* Brinkmann e sinonimizando espécies até então pertencentes ao

subgênero *Echinoramaria* e algumas espécies de *Gomphus* Pers. Os membros de *Phaeoclavulina* possuem basidioma pileado ou ramarioide; microscopicamente, possuem hifas monomíticas, grampo de conexão e esporos equinulados a verrucoso, subreticulados ou reticulados. Esse gênero é tipificado por *P. macrospora* Brinkmann, cuja localidade tipo é a Europa (localidade específica não conhecida), porém não há sequência dessa espécie.

Phaeoclavulina sp. nov. 1 (Apêndice B) formou um clado fortemente sustentado (90/1.00) com *P. abietina* (Pers.) Giachini, diferenciando-se da mesma por apresentar esporos menores (5.5–6 × 3–4 µm, 7–9 × 3.7–4.5 µm em *P. abietina*).

Phaeoclavulina sp. nov. 2 (Apêndice B) está em um clado fracamente sustentado contendo sequências obtidas no presente trabalho e outras espécies de *Phaeoclavulina*. *Phaeoclavulina* sp. nov. 2 possui basidioma amarelo ocráceo (6E7), com ramificação ereta e pontas dos ramos geralmente bifurcadas tornando-se esbranquiçadas; o estipe é esbranquiçado e evidente, as rizomorfas são abundantes. Microscopicamente, apresenta sistema hifálico monomítico com grampo de conexão, e esporos ovoides, equinulados (8.5–11 × 3–4 µm).

Três espécimes coletados em área de Floresta Amazônica foram identificados por meio de análises morfológicas como *P. cf. zippelii* var. *gracilis* (Apêndice B). A localidade tipo de *P. zippelii* var. *gracilis* é a Malásia. Uma sequência identificada como *P. zippelii* var. *gracilis* proveniente dos Estados Unidos foi analisada no presente estudo, porém a mesma fica distamente relacionada das sequências *P. cf. zippelii* var. *gracilis* brasileiras. Morfologicamente, nossos espécimes são similares a *P. zippelii* var. *gracilis*, caracterizada por possuir ramificação delicada, quando comparada com a descrição de Corner (1950). Assim, a identificação inicial como *P. cf. zippelii* var. *gracilis* será mantida até que o tipo de *P. zippelii* var. *gracilis* seja analisado e que sequências desse material ou de material da localidade tipo sejam geradas. O mesmo critério será adotado para o espécime identificado por meio de análises morfológicas como *P. cf. zippelii* (Apêndice B), pois a localidade tipo de *P. zippelii* é a Indonésia (Java) e não há sequência do tipo dessa espécie ou de espécime coletado na localidade tipo.

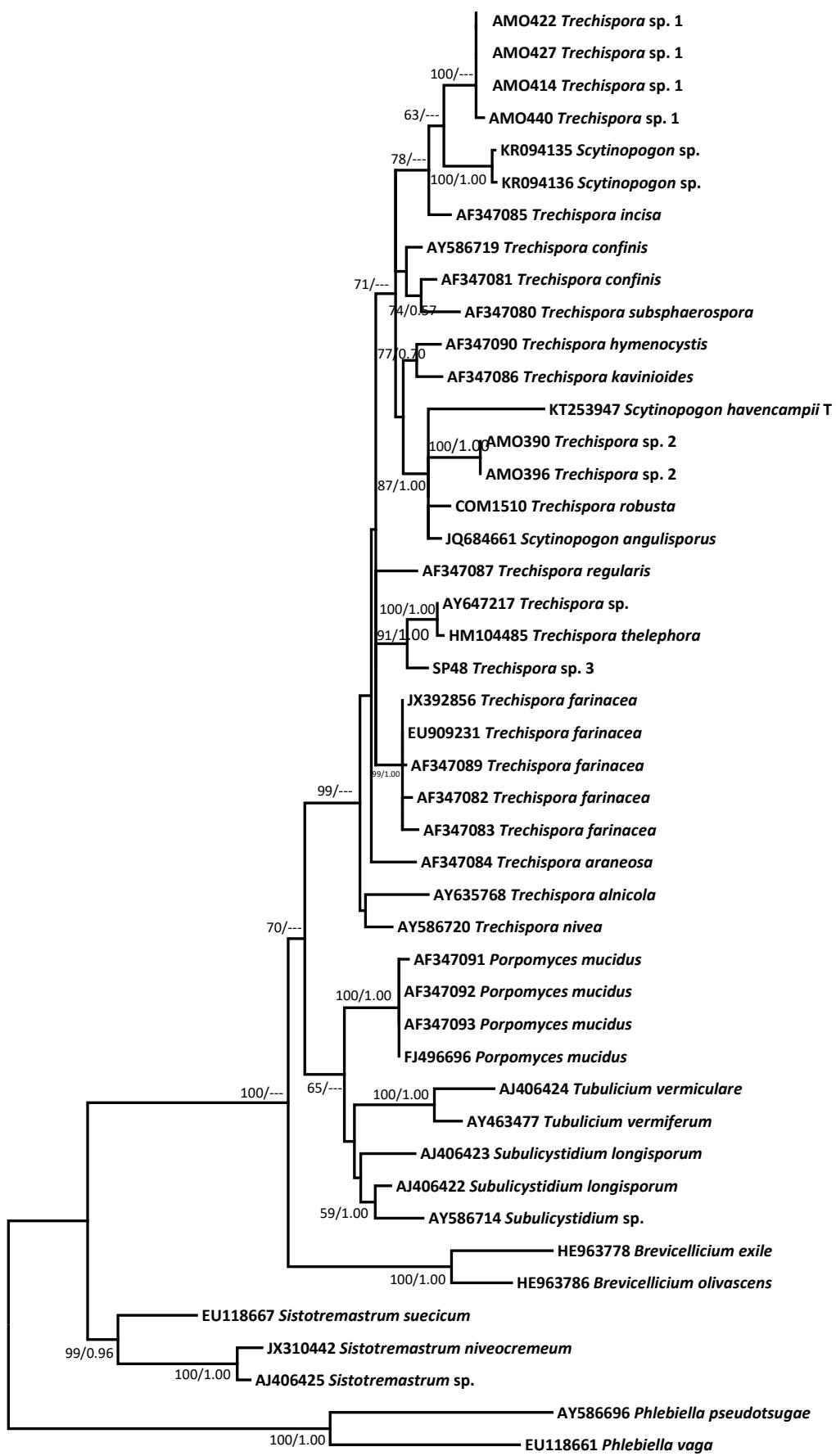
3.1.4 Hydnodontaceae Jülich

Hydnodontaceae Jülich pertence à ordem *Trechisporales* e compreende 15 gêneros com aproximadamente 105 espécies (Kirk et al. 2008). Os membros de *Hydnodontaceae* possuem basidioma clavarioide, ressupinado, efuso-reflexo ou pileado, séssil ou estipitado, sistema hifálico monomítico na maioria das espécies, raramente dimítico com hifas esqueléticas, hifas generativas com alguns septos ampuliformes, cistídios presentes em poucas espécies, esporos hialinos a pálido ocráceo, geralmente elipsoides a subangular, também subgloboso, cilíndrico ou alantoide, verrucoso ou minutamente equinulado na maioria das espécies, raramente lisos, e não amiloïdes (Jülich 1981).

Tradicionalmente, espécies com basidioma clavarioide, sistema hifálico monomítico, hifas com grampo de conexão, esporos hialino ou amarelado, angular elipsoide, verrucoso ou equinulado são identificados como *Scytinopogon* Singer. No entanto, análises moleculares demostram que *Scytinopogon* seria sinônimo de *Trechispora* P. Karst. (Larsson 2007; Birkebak et al. 2013; Desjardin & Perry 2015). A sinonimização ainda não foi possível devido à ausência de sequências do tipo de *Scytinopogon*, *S. pallescens* (Bres.) Singer, e de *Trechispora*, *T. onusta* P. Karst. (Desjardin & Perry 2015).

Neste trabalho, foram coletados 32 espécimes pertencentes à *Scytinopogon*, que, pelo exposto acima, serão descritos como espécies de *Trechispora*: *Trechispora robusta* nov. comb., *Trechispora* sp. nov. 1, *Trechispora* sp. nov. 2 e *Trechispora* sp. nov. 3 (Apêndice B). Foram geradas sequências 13 sequências de ITS e oito de LSU provenientes de 14 espécimes. Juntamente com as sequências recuperadas do GenBank por meio da ferramenta Blastn, foram geradas árvores de inferência bayesiana (B) e máxima verossimilhança da região LSU do DNA (Fig. 04).

Figura 04. Árvore filogenética de *Hydnodontaceae* obtida por análises de sequências da região LSU do rDNA. Os valores dos suportes são referentes à máxima verossimilhança (ML) e inferência bayesiana (B). As sequências obtidas nesse estudo estão sob as iniciais AMO e COM. Somente os valores acima de 50% são mostrados.



0.05

Trechispora sp. nov. 1 forma um clado (63/---) com duas sequências identificadas como *Scytinopogon* sp. provenientes de Taiwan. A comparação morfológica entre os espécimes não foi possível, pois Lin et al. (2015) não fornecem nenhuma descrição dos espécimes analisados. *Trechispora* sp. nov. 1 é caracterizada por apresentar basidioma branco (1A1) a creme (1B3), ramificado, com ramos se tornando achatados em direção ao ápice com pontas geralmente bifurcadas. Microscopicamente, possui sistema hifálico monomítico com hifas infladas nos septos sem grampo de conexão e hifas não infladas nos septos com grampo de conexão, esporos equinulados, amplamente elipsoides (5–6 × 3–4 µm).

Um espécime coletado em área de Mata Atlântica foi identificado por meio de análises morfológicas como *Trechispora robusta* nov. comb. [= *Scytinopogon robustus* (Rick) Corner] (Tabela 2). *Trechispora robusta* é caracterizada por apresentar basidioma robusto, ramificado, branco (1A1), tornando-se cinza escuro (3F1) em direção ao ápice dos ramos. Microscopicamente, possui hifas com grampo de conexão e esporos elipsoide angular, diverticular a levemente equinulado (4–7 × 3–5 µm) (Furtado et al. 2016). Adicionalmente, localidade tipo de *T. robusta* é o Brasil.

Trechispora robusta forma um clado com baixo suporte com *Trechispora* nov. sp. 2 (Tabela 2). *Trechispora* sp. nov. 2 pode ser diferenciada de *T. robusta* por apresentar basidioma delicado, com ramos finos e eretos e por crescer em cupinzeiros. Além disso, os espécimes de *Trechispora* sp. nov. 2 foram coletados em área de Floresta Amazônica.

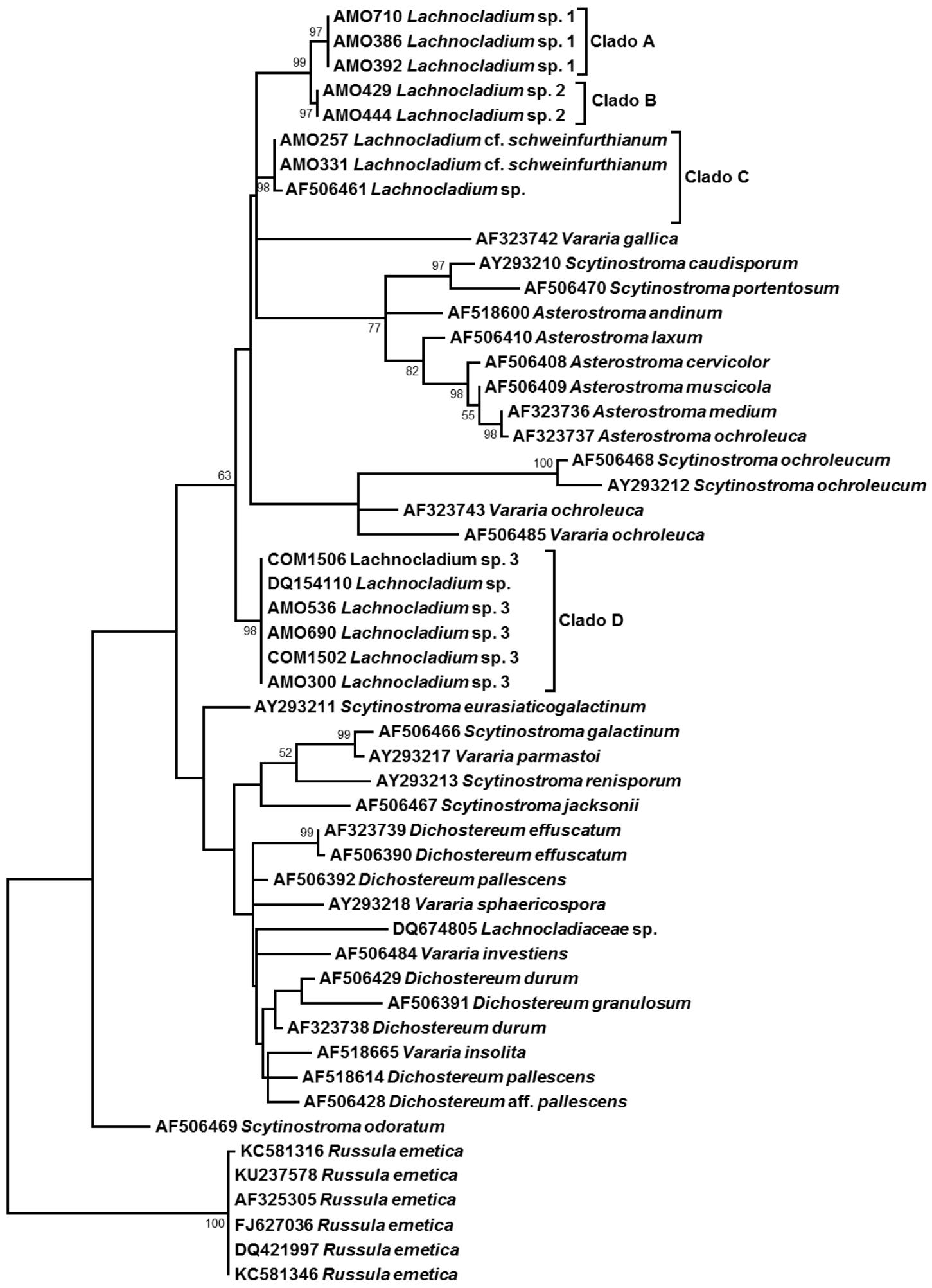
Trechispora sp. nov. 3 (Tabela 2) forma um clado (91/1.00) com sequências identificadas como *T. thelephora* (Lév.) Ryvarden [= *Hydnodon thelephorus* (Lév.) Bunker], proveniente de Belize, e *Trechispora* sp. proveniente dos Estados Unidos. *T. thelephora* é caracterizada principalmente por apresentar basidioma flabeliforme. A sequência de *Trechispora* sp. foi obtida de um espécime coletado em *Tremella mesenterica* (Schaeff.) Retz. (Caracteres morfológicos não foram fornecidos). Assim, *Trechispora* sp. nov. 3 é apresentada como uma nova espécie de *Trechispora*, sendo caracterizada pelo basidioma ramificado branco (1A1) a creme (1B3) e esporos elipsoides, equinulados (3 × 2–3 µm).

3.1.5 Lachnocladiaceae D.A. Reid

Lachnocladiaceae D.A. Reid pertence à ordem Russulales e comprehende oito gêneros: *Asterostroma* Massee, *Dichantharellus* Corner, *Dichopleuropus* D.A. Reid, *Dichostereum* Pilát, *Lachnocladium* Lév., *Scytinostroma* Donk, *Stereofomes* Rick e *Vararia* P. Karst., com cerca de 124 espécies (Kirk et al. 2008). Os membros de *Lachnocladiaceae* possuem basidioma clavarioide, corticioide ou cantareloide, sistema hifálico dimítico com dicoihias, paredes das hifas esqueléticas dextrinóides e cianófilas, cistídios geralmente presentes, esporos de várias formas, lisos ou ornamentados, hialinos e não amiloides (Corner 1970; Hallenberg 1985; Stalpers 1996; Cannon & Kirk 2007). *Lachnocladium* Lév. é o gênero tipo de *Lachnocladiaceae* e possui 68 representantes válidos (www.indexfungorum.org) distribuídos principalmente em regiões tropicais e morfologicamente bem delimitado devido ao basidioma coraloides (Corner 1950, 1970; Stalpers 1996).

Neste trabalho, foram coletados 14 espécimes pertencentes a *Lachnocladium*; de 12, foram geradas 9 sequências de ITS e 12 de LSU. Juntamente com as três sequências recuperadas do *GenBank* por meio da ferramenta BLASTn, foi gerada árvore de máxima verossimilhança da região LSU do DNAr (Fig. 05).

Figura 05. Árvore filogenética de *Lachnocladiaceae* obtida por análises de sequências da região LSU do rDNA. Os valores dos suportes são referentes à máxima verossimilhança (ML). As sequências obtidas nesse estudo estão sob as iniciais AMO e COM. Somente os valores acima de 50% são mostrados.



As espécies de *Lachnocladium* apresentam caracteres morfológicos muito semelhantes entre si (Corner, 1950; Stalpers, 1996), dificultando a sua delimitação. Além disso, apenas cinco sequências de espécies do gênero estão depositadas no GenBank, sendo apenas uma identificada ao nível específico proveniente do Brasil (Mata Atlântica), dificultando o posicionamento filogenético do gênero. Alguns trabalhos abordando a filogenia de outros grupos de fungos como corticioides e russuloides, incluíram uma mesma sequência de *Lachnocladium* em suas análises filogenéticas, essa sequência é proveniente da Jamaica e não foi identificada ao nível específico (Larsson & Larsson 2003; Larsson et al. 2004; Binder et al. 2005). Até o momento nenhum trabalho abordou dados moleculares aliado a morfologia para delimitação exclusivamente de *Lachnocladium* e suas espécies.

Nossas análises da região LSU do DNAr sugerem que o gênero *Lachnocladium* não seja monofilético, pois as sequências de *Lachnocladium* formaram quatro clados em Lachnocladiaceae pouco relacionados entre si. Além disso, não é possível definir o clado central do gênero, devido à ausência da sequência do tipo de *Lachnocladium*, *L. brasiliense* (Lév.) Pat. proveniente do Brasil (Bahia).

No **clado A**, estão três sequências de *Lachnocladium* sp. nov. 1 (Tabela 2), enquanto no **clado B** estão duas sequências de *Lachnocladium* sp. nov. 2 (Tabela 2). Estes espécimes apresentam esporos subglobosos (4–6.5 × 3–4 µm) os maiores encontrados até então. Entretanto, *Lachnocladium* sp. nov. 1 foi coletado em áreas de Floresta Amazônica e possui basidioma delicado fortemente ramificado, ocráceo a marrom claro (6D5), com ramos cilíndricos tornando-se finos em direção ao ápice, com pontas da mesma cor do basidioma, enquanto *Lachnocladium* sp. nov. 2 foi coletado em áreas de Mata Atlântica e possui basidioma robusto e ramificado, marrom amarelado a marrom (5D8, 5E7), com ramos tornando-se achatados em alguns pontos, com pontas amarelo claro (3A5) a creme (1B3).

O **clado C** é formado por duas sequências geradas neste estudo, identificadas por meio de caracteres morfológicos como *Lachnocladium* cf. *schweinfurthianum* Henn., e uma sequência identificada como *Lachnocladium* sp. proveniente da Jamaica. A comparação morfológica entre os espécimes não foi possível, pois Larsson & Larsson (2003) não fornecem nenhuma descrição do espécime analisado. A confirmação da espécie por análise filogenética também não foi possível devido à ausência de sequências da mesma no GenBank. Assim, a

identificação inicial como *L. cf. schweinfurthianum* será mantida até que o tipo de *L. schweinfurthianum* (localidade tipo: Tanzânia) seja analisado e que sequências desse material ou de material da localidade tipo sejam geradas.

O **clado D** é formado por cinco sequências geradas no presente estudo e uma sequência proveniente de Belize. A comparação morfológica entre os espécimes não foi possível, pois Lutzoni et al. (2004) não fornecem nenhuma descrição do espécime analisado. *Lachnocladium* sp. 3 possui basidioma ramificado, delicado, amarelo ocráceo (5C8) a marrom alaranjado (5C7), ramificação policotômica, com pontas dos ramos creme, bifurcada, achatadas no ponto de bifurcação e esporos subglobosos, lisos (3–4 × 2–3 µm).

3.1.6 Lentariaceae Jülich

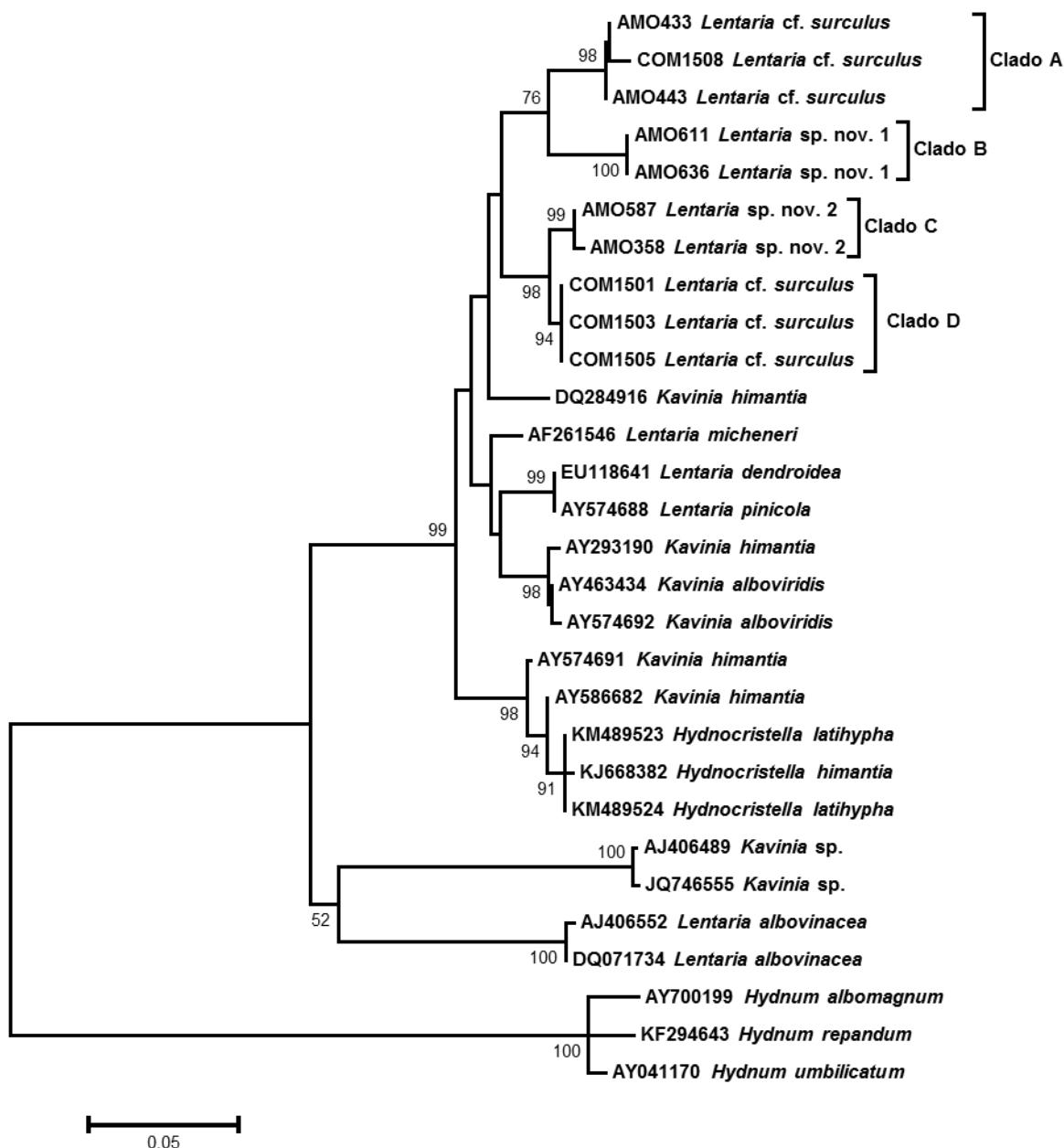
Lentariaceae Jülich pertence à ordem Gomphales e compreende três gêneros com aproximadamente 23 espécies (Kirk et al. 2008). *Hydnocristella* R.H. Petersen e *Kavinia* possuem basidioma ressupinado-odontoide e são geralmente listados entre os fungos corticioides, mas podem ser considerados como clavarioides, dependendo do autor (Larsson 2007), enquanto, *Lentaria*, gênero tipo de Lentariaceae possui basidioma tipicamente clavarioides (Corner 1970; Larsson 2007). Microscopicamente, os membros de Lentariaceae possuem sistema hifálico monomítico, hifas com grampos de conexão, cistídio ausente, esporos elipsoides, fusiformes a subcilíndricos, com paredes ligeiramente espessas verrucosa ou lisa (Corner 1950, 1970; Larsson 2007).

Neste trabalho, foram coletados 17 espécimes pertencentes à família Lentariaceae. De 11 espécimes foram geradas 10 sequências de ITS e 10 de LSU. Juntamente com as sequências recuperadas do *GenBank* por meio da ferramenta BLASTn, foi gerada árvore de máxima verossimilhança da região LSU do DNAr (Fig. 06). Até o momento nenhum trabalho abordando exclusivamente Lentariaceae para resolução e delimitação de seus gêneros foi realizado.

Nossas análises da região LSU do DNAr sugerem que o gênero *Lentaria* não seja polifilético. Todavia, não é possível definir o clado central do gênero devido à ausência da sequência tipo de *Lentaria*, tipificado por *L. surculus* (Berk.) Corner, cuja localidade tipo é as Filipinas. As sequências de *Lentaria* obtidas no presente

trabalho não ficaram próximas de nenhuma sequência de *Lentaria* recuperadas do GenBank e formaram quatro clados em Lentariaceae.

Figura 06. Árvore filogenética de Lentariaceae, obtida por análises de sequências da região LSU do rDNA. Os valores dos suportes são referentes à máxima verossimilhança (ML). As sequências obtidas nesse estudo estão sob as iniciais AMO e COM. Somente os valores acima de 50% são mostrados.



O **clado A** e **D** são formados por sequências de amostras coletadas em áreas de Mata Atlântica e originalmente identificadas como *L. cf. surculus*. Mesmo essas sequências se agrupando em clados separados, seus espécimes são morfologicamente similares entre si e com as descrições de *L. surculus* (Corner 1950; Petersen 2000). Segundo Corner (1950), *L. surculus* tem distribuição pantropical e é

caracterizada por apresentar basidioma fortemente ramificado, branco, creme, pálido ocráceo a marrom claro, com rizomorfas que se espalham pelo substrato, sistema hifálico monomítico com grampos de conexão, esporos lisos, alongado frequentemente sigmoides ($13\text{--}16 \times 3.5\text{--}4.5 \mu\text{m}$). Assim, a identificação inicial como *L. cf. surculus* será mantida até que o tipo seja analisado e que sequências desse material ou de material da localidade tipo sejam geradas.

O **clado C** é formados por sequências de espécimes coletados em áreas de Floresta Amazônica. *Lentaria* sp. nov. 1 (Apêndice B) é caracterizada pelo basidioma fortemente ramificado, ocráceo pálido (7C4). Microscopicamente, possui sistema hifálico monomítico, hifas com grampo de conexão, esporos sigmoides e lisos ($10\text{--}12.5 \times 3.5\text{--}4 \mu\text{m}$).

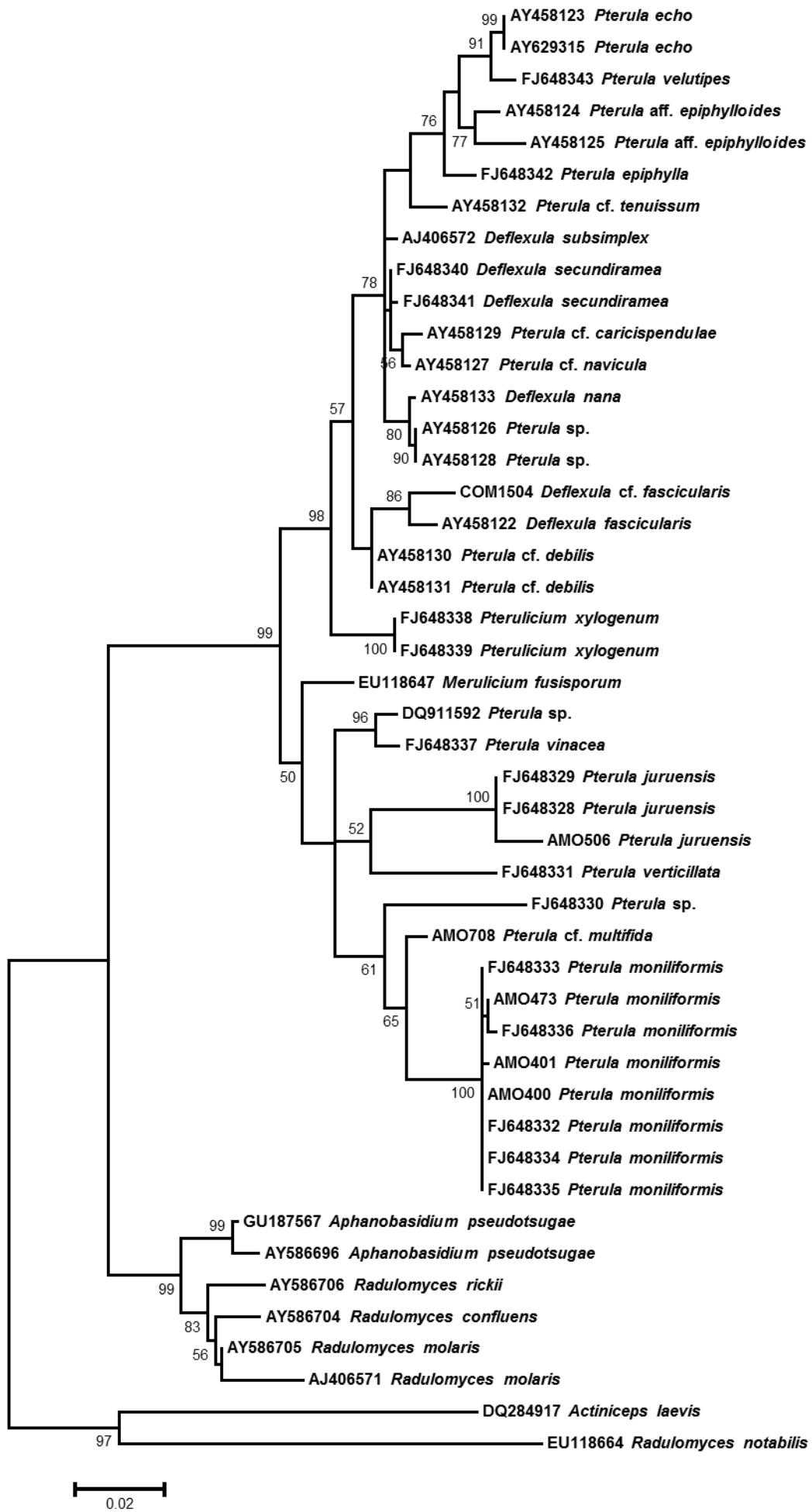
O **clado B** é formado por sequências de espécimes coletados em áreas de Floresta Amazônica. *Lentaria* sp. nov. 2 (Apêndice B) é caracterizada pelo basidioma fortemente ramificado, amarelo pálido (4A3) a marrom claro (6D5). Microscopicamente, possui sistema hifálico monomítico e hifas com grampo de conexão. Não foram visualizados esporos nos espécimes de *Lentaria* sp. nov. 2.

3.1.7 Pterulaceae Corner

Pterulaceae Corner pertence à ordem Agaricales e compreende 12 gêneros com cerca de 99 espécies (Kirk et al. 2008). Os membros de Pterulaceae possuem basidioma clavarioide ramificado ou simples. Microscopicamente, são caracterizados por possuir sistema hifálico dimítico, hifas esqueléticas hialinas geralmente não ramificadas, às vezes pouco desenvolvidas e cistídios encrustados. Os esporos são frequentemente grandes, elipsoides a subglobosos, hialinos não amiloides e com parede lisa (Corner 1970; Cannon & Kirk 2007).

Neste trabalho, foram coletados sete espécimes pertencentes à família Pterulaceae. Foram geradas sequências de ITS e LSU de seis espécimes, totalizando quatro sequências de ITS e seis de LSU. Juntamente com as sequências recuperadas do GenBank por meio da ferramenta BLASTn, foi gerada árvore de máxima verossimilhança da região LSU do DNA (Fig. 07).

Figura 07. Árvore filogenética de Pterulaceae obtida por análises de sequências da região LSU do rDNA. Os valores dos suportes são referentes à máxima verossimilhança (ML). As sequências obtidas nesse estudo estão sob as iniciais AMO e COM. Somente os valores acima de 50% são mostrados.



O gênero *Deflexula* é caracterizado por apresentar basidiomas pequenos geralmente ramificados com aparência espinhosa. O sistema hifálico é dimítico e as hifas esqueléticas têm gramos de conexão. Os cistídios são ausentes, basídios grandes e com quatro esporos, que são lisos, globosos ou elipsoidais, com grandes gotas de óleo (gútulas) (Corner 1950). O gênero é tipificado por *D. fascicularis* (Bres. & Pat.) Corner, cuja a localidade tipo é Samoa no oceano Pacífico.

Uma sequência cujo espécime foi identificado por meio de análise morfológica como *Deflexula* cf. *fascicularis* está agrupada com uma sequência de *D. fascicularis* recuperada do GenBank coletada na Nova Zelândia, também no pacífico. Nosso espécime é muito similar morfologicamente com as descrições de *D. fascicularis* (Corner 1950, 1970) e a identificação inicial será mantida.

O gênero *Pterula* é caracterizado por apresentar basidiomas pequenos geralmente pouco ramificados, com ramos filiformes e sistema hifálico dimítico. O gênero é tipificado por *P. plumosa* (Schwein.) Fr.

Um espécime foi identificado como *P. juruensis* (Henn.) Corner, formando um clado com duas sequências também identificadas como *P. juruensis* provenientes de espécimes coletados na Costa Rica. Possivelmente representam espécimes a mesma espécie, mas não foi possível a comparação morfológica, pois Dentinger et al. (2009) não forneceram a descrição dos espécimes de onde geradas as sequências. A localidade de *P. juruensis* é no Brasil, provavelmente a Floresta Amazônica.

Outro espécime de *Pterula* foi identificado por meio de análises morfológicas como *Pterula* cf. *multifida* (Chevall.) Fr., porém a localidade tipo de *P. multifida* é os Países Baixos. E a ausência de sequências do tipo ou de material coletado na localidade tipo dificulta a confirmação molecular desse espécime.

Outros três espécimes de *Pterula* foram identificados como *P. moniliformis* (Henn.) Corner e formaram um clado com cinco sequências recuperadas do GenBank também identificadas como *P. moniliformis*, provenientes de materiais coletados em Belize. Não foi possível a comparação morfológica com esse material, pois Dentinger et al. (2009) não forneceram a descrição dos espécimes de onde geraram as sequências. Adicionalmente, a localidade tipo de *P. moniliformis* é a Argentina. Sugere-se uma análise morfológica dos espécimes provenientes desse estudo, dos espécimes de Belize e do espécime tipo de *P. moniliformis*, além de análises de outras regiões do DNA para uma identificação correta desses espécimes.

4 CONCLUSÃO

Após 15 coletas em áreas de florestas pluviais do Norte e Nordeste conclui-se que:

As áreas estudadas apresentam uma considerável diversidade de fungos clavarioides com várias novas espécies;

As análises morfológicas dos fungos clavarioides possibilitam a diferenciação de seus gêneros de forma geralmente precisa, porém algumas espécies apresentam grande similaridade morfológica entre si;

Análises de regiões do DNA são uma ferramenta que auxilia a preencher lacunas deixadas por ferramentas morfológicas na identificação de espécies clavarioides;

Análises morfológicas aliadas a dados moleculares e também, quando possível, associadas a dados ecológicos proporcionam uma melhor elucidação do posicionamento dos taxóns clavarioides.

REFERÊNCIAS

ALEXOPOULOS, CJ; MIMS, CW; BLACKWELL, M. **Introductory Mycology**. 4th ed. New York: John Wiley & Sons, 1996. 869 p.

BALTAZAR, JM; GIBERTONI, TB. 2009. A checklist of the aphyllophoroid fungi (Basidiomycota) recorded from the Brazilian Atlantica Forest. **Mycotaxon**, v. 109, p. 439-442, 2009.

BINDER, M; HIBBETT, DS. Higher-Level Phylogenetic Relationships of Homobasidiomycetes (Mushroom-Forming Fungi) Inferred from Four rDNA Regions. **Molecular Phylogenetics and Evolution**, v. 22(1), p. 76–90, 2002.

BLACKWELL M; HIBBETT, DS; TAYLOR, JW; STAPAPHORA, JW. Research Cooredination Networks: a phylogeny for kingdom Fungi (Deep Hypha). **Mycologia**, v. 98, p. 829-837, 2006.

BLACKWELL, M. The Fungi: 1, 2, 3... 5.1 million species? **American Journal of Botany**, v. 98(3), p. 426-438, 2011.

BONONI, VLR. Basidiomicetos do Parque Estadual da Ilha do Cardoso: III. Espécies Clavarióides, Teleforóides e Estereóides. **Rickia**, v. 8, p. 105–121, 1979.

Bononi, V.L.R., Oliveira, A.K.M. De, Quevedo, J.R. De, Gugliotta, A. de M. 2008. Fungos macroscópicos do Pantanal do Rio Negro, Mato Grosso do Sul, Brasil. **Hoehnea** 35: 4 489–511.

BURKE, DJ; MARTIN, KJ; RYGIEWICZ, PT; TOPA, MA. Ectomycorrhizal fungi identification in single and pooled root samples: terminal restriction fragment length polymorphism (TRFLP) and morphotyping compared. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 37, p. 1683– 1694, 2005. doi:10.1016/j.soilbio.2005.01.028

BURKE, DJ; MARTIN, KJ; RYGIEWICZ, PT; TOPA, MA. Relative abundance of ectomycorrhizas in a managed loblolly pine (*Pinus taeda*) genetics plantation as determined through terminal restriction fragment length polymorphism profiles. **Canadian Journal of Botany**, v. 84, p. 924–932, 2006. doi:10.1139/b06-046.

BURT, EA. The North American species of *Clavaria* with illustration of the type specimens. **Annals of the Missouri Botanical Garden**, v. 9, p. 1–78, 1922. doi:10.2307/2989963.

CANNON, PF; KIRK PM. **Fungal Families of the World**. CABI, 2007. 456pp.

HALLENBERG, N. **The Lachnocladiaceae and Coniophoraceae of North Europe**. Oslo: Fungiflora, 1985. 96 p.

COKER, WC. **The Clavarias of the United States and Canada**. New York: Dower Publications, 1923. 209 p.

COKER, WC. Further notes on Clavarias with several new species. **Journal of the Elisha Mitchell Scientific Society**, v. 63, p. 43–67, 1947.

CORNER, EJH. **A monograph of *Clavaria* and allied genera**. Dawson of Pall Mall, London, 1950. 740 p.

CORNER, EJH. Addenda Clavariaceae. I. Two new pteruloid genera and *Deflexula*. **Annals of Botany** London, N.S., v. 16, p. 269-291, 1952a.

CORNER, EJH. Addenda Clavariacea: II. *Pterula* and *Pterulicum*. **Annals of Botany**, v. 16(4), p. 531-569, 1952b.

CORNER, EJH. Notes on *Clavaria*. **Transactions of the British Mycological Society**, v. 50(1), p. 33-44, 1967.

CORNER, EJH. Supplement to a monograph of *Clavaria* and allied genera. **Nova Hedwigia Beihefte**, v. 33, p. 1-299, 1970.

COTTON, AD; WAKEFIELD, EM. A revision of British Clavariae **Transactions of the British Mycological Society**, v. 6, p. 164–198, 1919. doi:10.1016/S0007-1536(17)80027-9.

DEACON, JW. **Fungal Biology**. 4^a Ed. Reino Unido: Blackwell Publishing, 2006. 384 p.

DE LAMÔNICA-FREIRE, EM. Contribuições ao estudo de fungos clavarioides da Amazônia. **Dissertation**, Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia/Fundação Universidade da Amazônia, Manaus. 1979. 88 p.

DENTINGER, BTM; MCLAUGHLIN, DJ. Reconstructing the Clavariaceae using nuclear large subunit rDNA sequences and a new genus segregated from *Clavaria*. **Mycologia**, v. 98(5), p. 746-762, 2006.

DESJARDIN, DE, PERRY BA. A new species of *Scytinopogon* from the island of Príncipe, Republic of São Tomé and Príncipe, West Africa. **Mycosphere**, v. 6(4), p. 433–440, 2015.

DONK, MA. A conspectus of the families of Aphyllophorales. **Persoonia**, v. 3(2), p.199–324, 1964.

ENGLANDER, L; HULL, RJ. Reciprocal transfer of nutrients between ericaceous plants and a *Clavaria* sp. **New Phytologist**, v. 84, p. 661–667, 1980.

FAWCETT, SGM. Studies on the Australian Clavariaceae I. **Proceedings of the Royal Society of Victoria**, v. 51, p. 1–20, 1938.

FIDALGO, O; FIDALGO, MEPK. A poisonous *Ramaria* from Southern Brazil. **Rickia**, v. 5, p. 71–83, 1970.

FRIES, EM. **Systema mycologicum**. Vol. 1. Gryphiswaldiae: Sumptibus Ernesti Mauritzii, 1821. 522 p.

FRIES, EM. **Epicrisis Systematis Mycologici, seu Synopsis Hymenomycetum.** Uppsala; Typographia Academica, i-xii, (1836-1838, publ. 1838), 612 p.

FURTADO, ANM; DANIËLS, PP; NEVES, MA. New species and new records of Clavariaceae (Agaricales) from Brazil. **Phytotaxa**, v. 253(1), p. 001–026, 2016. <http://dx.doi.org/10.11646/phytotaxa.253.1.1>.

GARCÍA-SANDOVAL, R; CIFUENTES, J; DELUNA E; ESTRADA-TORRES A; VILLEGAS, M. A phylogeny of *Ramariopsis* and allied taxa. **Mycotaxon**, v. 94, p. 265-292, 2005.

GARNICAA, S; WEISSA, M; WALTHERB, G; OBERWINKLER, F. Reconstructing the evolution of agarics from nuclear gene sequences and basidiospore ultrastructure. **Mycological Research**, v. 111, p. 1019-1029, 2007.

GIBERTONI, TB; SANTOS, PJP; CAVALCANTI, MA. Ecological aspects of Aphyllophorales in the Atlantic rain forest in northeast Brazil. **Fungal Diversty**, v. 25, p. 49-67, 2007.

GÓES-NETO, A; LOGUERCIO-LEITE, C; GUERRERO, RT. DNA Extraction from frozen field-collected and dehydrated herbarium fungal basidiomata: performance of SDS and CTAB-based methods. **Biotemas**, vol. 18(2), p. 19-32, 2005.

GOMES-SILVA, AC; GIBERTONI, TB. Checklist of the aphyllophoraceous fungi (Agaricomycetes) of the Brazilian Amazonia. **Mycotaxon**, v. 108, p. 319-322, 2009.

HENKEL, TW; MESZAROS, R; AIME, MC; KENNEDY, A. New *Clavulina* species from the Pakaraima Mountains of Guyana. **Mycological Progress**, v. 4, p. 343-350, 2005.

HENKEL, TW; AIME, MC; UEHLING, JK; SMITH, ME. New species and distribution records of *Clavulina* (Cantharellales, Basidiomycota) from the Guiana Shield. **Mycologia**, v. 103, p. 883–894, 2011.

HIBBETT DS; BINDER M; BISCHOFF JF; BLACKWELL M; CANNON PF et al. A higher-level phylogenetic classification of the Fungi. **Mycological Research**, v. 111, p. 509–547, 2007.

HIBBETT, DS; OHMAN, A; GLOTZER, D; NUHN, M; KIRK, P; NILSSON, RH. Progress in molecular and morphological taxon discovery in Fungi and options for formal classification of environmental sequences. **Fungal biology reviews**, v. 25, p. 38–47, 2011. doi:10.1016/j.fbr.2011.01.001.

HUMPERT, AJ; MUENCH, EL; GIACHINI, AJ; CASTELLANO, MA; SPATAFORA JW. Molecular phylogenetics of *Ramaria* and related genera: evidence from nuclear large subunit and mitochondrial small subunit rDNA sequences. **Mycologia**, v. 93, p. 465–477, 2001.

HYDE, KD; HONGSANAN, S; JEEWON, R; BHAT, DJ; MCKENZIE, EHC et al. Fungal diversity notes 367–490: taxonomic and phylogenetic contributions to fungal taxa. **Fungal Diversity**, v. 80(1), p.1–270, 2016.

IBGE 2004a. **Mapa de Biomas do Brasil, Primeira Aproximação**. Disponível em <ftp://ftp.ibge.gov.br/Cartas_e_Mapas/Mapas_Murais/>. Acesso em: 20 agosto 2016.

IBGE 2004b. **Mapa de Cobertura Vegetal dos Biomas Brasileiros**. Disponível em <http://www.mma.gov.br/estruturas/sbf_chm_rbbio/_arquivos/mapas_cobertura_vegetal.pdf>. Acesso em: 20 agosto 2016.

JAMES, TY; KAUFF F; SCHOCH, CL; MATHENY, PB; HOFSTETTER V et al. Reconstructing the early evolution of the fungi using a six gene phylogeny. **Nature**, v. 443, p. 818–822, 2006.

KALIYAPERUMAL, M; KALAICHELVAN, PT. *Ganoderma australe* from southern India. **Microbiological Research**, v. 163, 286–292, 2008.

KAUFFMAN, CH. The Fungus flora of Mount Hood, with some new species. **Michigan Academy of Science**, v. 5, p. 115–148, 1927.

KAUTMANOVÁ, I; ADAMCIK, S; LIZON, P; JANCOVICOVÁ, S. Revision of taxonomic concept and systematic position of some Clavariaceae species. **Mycologia**, v. 104, p. 521–539, 2012a.

KAUTMANOVÁ, I; TOMŠOVSKÝ, M; DUEÑAS, M; MARTÍN, MP. European species of *Clavaria* (Agaricales, Agaricomycetes) with dark basidiomata – a morphological and molecular study. **Persoonia**, v. 29, p. 133–145, 2012b.

KIRK, PM; CANNON, PF; MINTER, DW; STALPERS, JA. **Dictionary of the Fungi**. 10º Ed, CAB International, 2008.

KORNERUP, A; WANSCHER, JH. **Methuen handbook of colour**. 3 ed. Eyre Methuen Ltd., London, 1978.

LARSSON K.-H. Re-thinking the classification of corticioid fungi. **Mycological Research**, v. 111, p. 1040–1063, 2007.

MANEEVUN, A; SANOAMUANG, N. Monograph of Eight Simple-club Shape Clavarioid Fungi from Nam Nao National Park Based on Morphological and Molecular Biological Data. **KKU Res J**, v. 15(4), p. 258-270, 2010.

MANEEVUN, A; DODGSON, D; SANOAMUANG, N. *Phaeoclavulina* and *Ramaria* (Gomphaceae, Gomphales) from Nam Nao National Park, Thailand. **Tropical Natural History**, v. 12, p. 147-164, 2012.

MATHENY, PB; CURTIS, JM; HOFSTETTER, V; AIME, MC; MONCALVO, JM et al. Major clades of Agaricales: a multilocus phylogenetic overview. **Mycologia**, v. 98(6), p. 982-995, 2006.

McAFEE, BJ; GRUND, D.W. The clavarioid fungi of Nova Scotia. **Proceedings of the Nova Scotian Institute of Science**. v. 32, p. 1-73, 1981.

MEIJER, AAR De. Preliminary list of the macromycetes from the Brazilian state of Paraná. **Boletim do Museu Botânico Municipal**, v. 68, p. 1-55, 2006.

MEIJER, AAR De. **Notable macrofungi from Brazil's Paraná pine forests**. Embrapa Florestas. Colombo, Paraná, 2009. [2008]. 431 p.

MINISTÉRIO DO MEIO AMBIENTE. **Biodiversidade Brasileira: Avaliação e identificação de áreas e ações prioritárias para conservação, utilização sustentável e repartição dos benefícios da biodiversidade nos biomas brasileiros**. MMA, Brasília, 2002.

MINISTÉRIO DO MEIO AMBIENTE. **Amazônia**. Disponível em: <<http://www.mma.gov.br/biomas/amazonia>>. Acesso em: 05 Nov. 2016a.

MINISTÉRIO DO MEIO AMBIENTE. **Mata Atlântica**. Disponível em: <www.mma.gov.br/biomas/mata-atlantica>. Acesso em: 05 Nov. 2016b.

MONCALVO, JM; LUTZONI, FM; REHNER, SA; JOHNSON, J; VILGALYS, R. Phylogenetic relationships of agaric fungi based on nuclear large subunit ribosomal DNA sequences. **Systematic Biology**, v. 49, p. 278-305, 2000.

MONCALVO, JM; VILGALYS, R; REDHEAD, SA; JOHNSON, JE; JAMES, TY et al. One hundred and seventeen clades of euagarics. **Molecular Phylogenetics and Evolution**, v. 23(3), p. 357-400, 2002.

MUELLER, WC; TESSIER, BJ; ENGLANDER, L. Immunocytochemical detection of fungi in the roots of Rhododendron. **Canadian Journal of Botany**, v. 64, p. 718–723, 1986.

MYERS, N; MITTERMEIER, RA; MITTERMEIER, CG; FONSECA, GAB; KENT, J. Biodiversity hotspots for conservation priorities. **Nature**, v. 403, p. 853-858, 2000.

NELSEN, MP; LÜCKING, R; UMAÑA, L; TREST, MT; WILL-WOLF, S; CHAVES, J.L; GARGAS, A. *Multiclavula ichthyiformis* (Fungi: Basidiomycota: Cantharellales: Clavulinaceae), a remarkable new basidiolichen from Costa Rica. **American Journal of Botany**, v. 94(8), p. 1289–1296, 2007.

OLARIAGA, I; BEGOÑA, MJ; GARCÍA-ETXERBARRIA, K; SALCEDO I. Species delimitation in the European species of *Clavulina* (Cantharellales, Basidiomycota) inferred from phylogenetic analyses of ITS region and morphological data. **Mycological Research**, v. 113, p. 1261–1270, 2009.

OLARIAGA, I; SALCEDO, I; DANIELS, PP; SPOONER, B; KAUTMANOVÁ, I. Taxonomy and phylogeny of yellow *Clavaria* species with clamped basidia - *Clavaria flavostellifera* sp. nov. and the typification of *C. argillacea*, *C. flavipes* and *C. sphagnicola*. **Mycologia**, v. 107(1), p. 104–122, 2015.

PETERSEN, RH. The genus *Clavulinopsis* in North America. **Mycological Memoirs**, v. 2, p. 1–39, 1968b.

PETERSEN, RH. *Ramaria* subgenus *Lentoramaria* with Emphasis on North American Taxa. **Bibliotheca Mycologica**, v. 43, p. 1-159, 1975.

PETERSEN, RH. The genus *Ramariopsis* in southeastern Australia. **Australian Journal of Botany**, v. 26, p. 425–431, 1978a. doi:10.1071/BT9780425.

PETERSEN, RH. Notes on clavaroid fungi XVII. *Clavulinopsis* taxa in southeastern Australia. **Sydotzia**, v. 32, p. 209–223, 1979.

PETERSEN, RH. *Ramaria* subgenus *Echinoramaria*. **Bibliotheca Mycologica**, v. 79, p. 1-216, 1981.

PETERSEN, RH. **The clavaroid fungi of New Zealand**. Bulletin of the New Zealand Department of Scientific and Industrial Research, vol. 236, 1988. 170 p.

PETERSEN, RH; HUGHES, KW; JUSTICE, J. Two new species of *Ramaria* from Arkansas. **MycoKeys**, v. 8, p. 17–29, 2014. doi: 10.3897/mycokeys.8.7356.

PINE, EM; HIBBETT, DS; DONOGHUE, MJ. Phylogenetic relationships of cantharelloid and clavaroid Homobasidiomycetes based on mitochondrial and nuclear rDNA sequence. **Mycologia**, 91(6), p. 944-963, 1999.

POSADA, D; CRANDALL, KA. Modeltest: testing the model of DNA substitution. **Bioinformatics**, v. 1, p. 817-818, 1998.

RICK, JE. Basidiomycetes Eubasidii in Rio Grande do Sul - Brasilia. III. **Iheringia Botânica**, v. 5, p. 126–192, 1959.

RONQUIST, F; HUELSENBECK, JP. MRBAYES 3: Bayesian phylogenetic inference under mixed models. **Bioinformatics**, v. 19, p. 1572-1574, 2003.

ROSSMAN, A; TULLOSS, RE; O'DELL, TE; THORN, RG. **All Taxa Biodiversity Inventory of Fungi in a Costa Rican Conservation Area**. Parkway Publishers, Inc., Boone, NC, 1998. 195 p.

SJÖKVIST, E; PFEIL, BE; LARSSON, E; LARSSON, K-H. Stereopsidales - A New Order of Mushroom-Forming Fungi. **PLoS ONE**, v. 9(4), e95227, 2014. doi:10.1371/journal.pone.0095227.

STADEN, R; BEAL, KF; BONFIELD, JK. The Staden Package. Computer Methods in Molecular Biology 132: 115-130, In: **Bioinformatics Methods and Protocols** Eds Misener, S., Krawetz, S.A. Totowa. The Humana Press, 1998.

STALPERS, JA. The Aphyllophoraceous fungi — II Keys to the species of the Hericiales. **Studies in Mycology**, v. 40, p. 85, 1996.

STAMETS, P. **Mycelium Running: How Mushrooms Can Help Save the World**. 1st Ed. New York: Paperback, 2005, 356 p.

SWOFFORD, DL. PAUP*. Phylogenetic analysis using parsimony (*and other methods). Sunderland. **Sinauer Associates**, 2002.

TAMURA, K; STECHER, G; PETERSON, D; FILIPSKI, A; KUMAR, S. MEGA6: Molecular Evolutionary Genetics Analysis Version 6.0. **Molecular Biology and Evolution**, v. 30, p. 2725-2729, 2013.

TEDERSOO, L; MAY, TW; SMITH, ME. Ectomycorrhizal lifestyle in fungi: global biodiversity, distribution and evolution of phylogenetic lineages. **Mycorrhiza**, v. 20, p. 217-263, 2012. doi:10.1007/s00572-009-0274-x.

THIND, KS. **The Clavariaceae of India**. New Delhi, Indian Council of Agricultural Research, 1961, 197 p.

THACKER, JR; HENKEL, TW. New species of *Clavulina* from Guyana. **Mycologia**, v. 96, p. 650-657, 2004.

UEHLING, JK; HENKEL, TW; AIME, MC; SMITH, ME. A New species of *Clavulina* with effused or resupinate basidiomata from the Guiana Shield. **Mycologia**, v. 104, p. 547-556, 2012b.

UEHLING, JK; HENKEL, TW; AIME, MC; VILGALYS, R; SMITH, ME. New species and distribution records for *Clavulina* (Cantharellales, Basidiomycota) from the Guiana Shield, with a key to the lowland neotropical taxa. **Fungal Biology**, v. 116, p. 1263-1274, 2012b.

VIDOVIC, S; ZEKOVIC, Z; JOKIC, S. *Clavaria* mushrooms and extracts: investigation on valuable components and antioxidant properties. **International Journal of Food Properties**, v. 17, p. 2072–2081, 2014.

WARTCHOW, F. *Clavulina incrassata*, a new species from Pernambuco, Brazil. *Cryptogamie. Mycologie*, v. 33 (1), p. 105-113, 2012a.

WARTCHOW, F. *Clavulina amazonensis*, an Amazonian fungi discovered in the Atlantic Forest. Tomo. **Kurtziana**, v. 37(1), p. 113-117, 2012b.

WATLING, R. 1969. **Colour Identification Chart**. Her Majesty's Stationery Office, Edinburgh.

WEBSTER, J; WEBER, R. **Introduction to Fungi**. 3rd edition. Cambridge, Cambridge University Press, 2007. 841 p.

WHITE, TJ; BRUNS, T; LEE, S; TAYLOR, JW. Amplification and direct sequencing of ribosomal RNA genes for phylogenetics. In: Innis, M.A, Gelfand, D.H., Sninsky, J.J., White, T.J. *PCR Protocols, a Guide to Methods and Applications*. New York. **Academic Press**, p. 315-322, 1990.

**APÊNDICE A – A CHECKLIST OF CLAVARIOID FUNGI (AGARICOMYCETES)
RECORDED IN BRAZIL**

A checklist of clavarioid fungi (*Agaricomycetes*) recorded in Brazil

ANGELINA DE MEIRAS-OTTONI*, LIDIA SILVA ARAUJO-NETA & TATIANA BAPTISTA GIBERTONI

Departamento de Micologia, Universidade Federal de Pernambuco, Av. Nelson Chaves s/n, Recife 50670-420 Brazil
 *CORRESPONDENCE TO: angel.m.ottoni@gmail.com

ABSTRACT — Based on an intensive search of literature about clavarioid fungi (*Agaricomycetes: Basidiomycota*) in Brazil and revision of material deposited in Herbaria PACA and URM, a list of 195 taxa was compiled. These are distributed into six orders (*Agaricales*, *Cantharellales*, *Gomphales*, *Hymenochaetales*, *Polyporales* and *Russulales*) and 12 families (*Aphelariaceae*, *Auriscalpiaceae*, *Clavariaceae*, *Clavulinaceae*, *Gomphaceae*, *Hymenochaetaceae*, *Lachnocladiaceae*, *Lentariaceae*, *Lepidostromataceae*, *Physalacriaceae*, *Pterulaceae*, and *Typhulaceae*). Among the 22 Brazilian states with occurrence of clavarioid fungi, Rio Grande do Sul, Paraná and Amazonas have the higher number of species, but most of them are represented by a single record, which reinforces the need of more inventories and taxonomic studies about the group.

KEY WORDS — diversity, taxonomy, tropical forest

Introduction

The clavarioid fungi are a polyphyletic group, characterized by coraloid, simple or branched basidiomata, with variable color and consistency. They include 30 genera with about 800 species, distributed in *Agaricales*, *Cantharellales*, *Gomphales*, *Hymenochaetales*, *Polyporales* and *Russulales* (Corner 1970; Petersen 1988; Kirk et al. 2008). These fungi are usually humicolous or lignicolous, but some can be symbionts – ectomycorrhizal, lichens or pathogens, being found in temperate, subtropical and tropical forests (Corner 1950, 1970; Petersen 1988; Nelsen et al. 2007; Henkel et al. 2012). Some species are edible, while some are poisonous (Toledo & Petersen 1989; Henkel et al. 2005, 2011).

Studies about clavarioid fungi in Brazil are still scarce (Fidalgo & Fidalgo 1970; Rick 1959; De Lamônica-Freire 1979; Sulzbacher et al. 2012, 2016; Wartchow 2012a, 2012b; Furtado et al. 2016; Hyde et al. 2016). Most species were reported by Corner (1950, 1952a, 1952b, 1953, 1967, 1970), with a few by Hennings (1904), Theissen (1912), Burt (1919, 1920), Spegazzini (1919), Batista et al. (1966), Bononi (1979, 1980, 1981, 1992), Petersen (1981, 1983), Capelari & Maziero (1988), Silva & Minter (1995), Giachini (2004), Gibertoni et al. (2004), Sobestiansky (2005), Meijer (2006, 2009, 2010), Bononi et al. (2008), Araujo-Neta (2013) and Hodkinson et al. (2014). Thus, this study aimed to organize the records about clavarioid fungi in Brazil by presenting a checklist of the species and their distribution.

Materials & Methods

The occurrences of clavarioid fungi in Brazil were listed after an extensive literature review, considering records found in published articles, books and dissertations. Additionally, material deposited URM and PACA herbaria was also revised. The nomenclature was updated (when necessary) using MycoBank (www.mycobank.org) and Index Fungorum Partnership (www.indexfungorum.org) databases.

The records are organized alphabetically by order, family, genus and species.

Brazil has 27 states and the 22 with occurrence of clavarioid fungi are abbreviated as: Acre (AC), Alagoas (AL), Amazonas (AM), Bahia (BA), Ceará (CE), Distrito Federal (DF), Maranhão (MA), Mato Grosso (MT), Mato Grosso do Sul (MS), Minas Gerais (MG), Pará (PA), Paraíba (PB), Paraná (PR), Piauí (PI), Pernambuco (PE), Rio de Janeiro (RJ), Rio Grande do Sul (RS), Rondônia (RO), Roraima (RR), Santa Catarina (SC), Sergipe (SE), and São Paulo (SP).

Results and Discussion

After literature review and herbaria records, 195 species and varieties are compiled and listed below. The species are distributed in six orders of Basidiomycota: *Agaricales*, *Cantharellales*, *Gomphales*, *Hymenochaetales*, *Polyporales* and *Russulales*, and 12 families: *Aphelariaceae*, *Auriscalpiaceae*, *Clavariaceae*, *Clavulinaceae*, *Gomphaceae*, *Hymenochaetaceae*, *Lepidostromataceae*, *Lachnocladiaceae*, *Lentariaceae*, *Physalacriaceae*, *Pterulaceae* and *Typhulaceae*.

Material not identified to species was also found after literature and herbaria revision. De Lamônica-Freire (1979) reports *Pterula* sp. in RR, Capelari & Maziero (1988) *Clavaria* sp. in RO, Sobestiansky (2005) *Physalacria* sp. in RS and Meijer (2006, 2009) *Ramaria* sp. (subgen. *Echinoramaria*) in PR.

De Lamônica-Freire (1979) also reports *Clavaria alliacea* Corner in AM, but the name is invalid.

One hundred eight exsiccates were analyzed. Most of them were identified to species level, while several were identified to genus and after revision were confirmed or re-identified as *Clavaria* sp. (URM 23292 and URM 47817, both collected in PE), *Lachnocladium* sp. (URM 2344 in PE), *Ramaria* sp. (URM 75722 and URM 75751 in PE), *Ramariopsis* sp. (URM 5414 and URM 5799 in PE). Most of these specimens were in poor conditions or didn't have detailed notes about their characteristics when fresh.

In conclusion, there are 150 species confirmed to Brazil based in literature (*), 12 based in literature and herbaria revision (**) and 29 not confirmed to Brazil (#).

***AGARICALES* Underw.**

***Clavariaceae* Chevall.**

#*Clavaria albipes* Mont., Annales des Sciences Naturelles Botanique 18: 244 (1842)

State: RS (Rick 1959).

Revised materials: PACA Fungi Rickiani 12240 and 17231 were both re-identified as *Ramaria* sp.

**Clavaria cinereoatra* Rick, Brotéria Série Botânica 5: 12 (1906)

State: RS (Corner 1950).

**Clavaria diverticulata* A.N.M. Furtado & M.A. Neves, Phytotaxa 253 (1): 2 (2016)

State: RS (Furtado et al. 2016).

**Clavaria fragilis* Holmsk., Beata ruris otia fungis danicis 1: 7, t. 2–3 (1790)

State: PR (Meijer 2006, 2009 as *Clavaria* cf. *fragilis*, Furtado et al. 2016), SC (Furtado et al. 2016); RS (Corner 1967 as *C. vermicularis* SW.).

**Clavaria fumosa* Pers., Annalen der Botanik (Usteri) 15: 31 (1795)

State: SC (Furtado et al. 2016).

**Clavaria gibbsiae* Ramsb., Contr. Phytogeogr. Arfak. Mount.: 187 (1917)

State: PR, SC (Furtado et al. 2016).

**Clavaria gibbsiae* var. *megaspora* Corner, Annals of Botany Memoirs 1: 691 (1950)

State: RJ (Corner 1967).

**Clavaria gibbsiae* var. *tenuis* f. *microspora* Corner, Annals of Botany Memoirs 1: 691 (1950)

State: RJ (Corner 1967).

**Clavaria guarapiensis* Speg., Anales de la Sociedad Científica Argentina 17 (2): 81 (1884)
 State: RS (Rick 1959).

#*Clavaria inaequalis* O.F. Müll., Fl. Danic. 5(14): 8 (1780)

State: RS (Rick 1959).

Revised material: PACA Fungi Rickiani 12443 was re-identified as *Clavulinopsis* sp.

**Clavaria lilacina* Jungh. in Lév. Champ. exot. p. 216 (1844)

State: RS (Rick 1959).

**Clavaria neofossicola* Corner, Transactions of the British Mycological Society 50 (1): 38 (1967)

State: AM, RJ (Corner 1967); PE (Araujo-Neta 2013).

Revised material: URM 75621, collected in PE and originally identified as *Typhula* sp., was re-identified as *Clavaria* cf. *neofossicola*.

**Clavaria neofossicola* var. *armeniaca* Corner, Transactions of the British Mycological Society 50 (1): 40 (1967)

State: AM, BA (Corner 1967); MT (Corner 1970); PE (Araujo-Neta 2013).

Revised material: URM 75684, collected in PE, was re-identified as *Clavaria* cf. *neofossicola*.

**Clavaria parallela* Rick, Egatea 16: 118 (1931)

State: RS (Rick 1959).

**Clavaria pteruloides* Pat. & Gaillard, Bulletin de la Société Mycologique de France 4 (1): 41 (1888)

State: RS (Rick 1959).

**Clavaria pygmaea* Rick, Egatea 16: 117 (1931)

State: probably RS (Corner 1970).

**Clavaria ridleyi* Massee, Bulletin of Miscellaneous Informations of the Royal Botanical Gardens Kew 1899: 172 (1899)

State: RS (Rick 1959 as *Clavaria rydleyi* Massee).

Revised material: PACA Fungi Rickiani 12439 was re-identified as *Clavulina* sp. The other sample, PACA Fungi Rickiani 12463, was not revised.

**Clavaria rosea* var. *grandispora* Corner, Transactions of the British Mycological Society 50 (1): 41 (1967)

State: RJ (Corner 1967).

**Clavaria scabra* Berk., Hooker's Journal of Botany and Kew Garden Miscellany 8: 277 (1856)

State: AM (Corner 1950).

#*Clavaria straminea* Cotton, Transactions of the British Mycological Society 3: 265 (1911)

State: PE.

Revised material: URM 2463 was re-identified as *Clavulina* sp.

**Clavaria subglobosa* (Corner) A.N.M. Furtado & M.A. Neves, Phytotaxa 253 (1): 2 (2016)
 = *Clavaria rosea* var. *subglobosa* Corner, Annals of Botany Memoirs 1: 691 (1950).
 State: PR (Meijer 2010); RJ (Corner 1967); SC (Furtado et al. 2016).

**Clavaria zollingeri* Lév., Annales des Sciences Naturelles Botanique 5: 155 (1846)
 State: AM (De Lamônica-Freire 1979); PE (Araujo-Neta 2013); PR (Meijer 2006, 2009); RS, SC (Furtado et al. 2016); SP (Bononi 1981).
 Revised material: URM 84249 was confirmed as *Clavaria* cf. *zollingeri*.

**Clavulinopsis amoena* (Zoll. & Moritzi) Corner, Annals of Botany Memoirs 1: 352 (1950)
 = *Clavaria amoena* Zoll. & Moritzi, Natuur- en Geneeskundig Archief voor Nederlandsch-Indië 1: 380 (1844).
 State: AM, RS (Corner 1970); SC (Furtado et al. 2016).

***Clavulinopsis aurantiaca* Araujo-Neta, Silva & Gibertoni, in Fungal Diversity Notes 81: 225 (2016)
 State: PE (Hyde et al. 2016).
 Revised material: URM 84212, URM 84216, URM 84272, URM 85691, URM 85692 and URM 85693 were all confirmed as *C. aurantiaca*.

**Clavulinopsis aurantiocinnabarina* (Schwein.) Corner, Annals of Botany Memoirs 1: 358 (1950)
 = *Clavaria aurantiocinnabarina* Schwein., Transactions of the American Philosophical Society 4 (2): 183 (1832).
 State: AM (De Lamônica-Freire 1979); SC (Furtado et al. 2016). Sobestiansky (2005) reported *Clavaria* cf. *aurantiocinnabarina* to RS, while Meijer (2006) to PR.
 Revised material: URM 499, collected in PE, was re-identified as *Clavaria* sp.

#*Clavulinopsis biformis* (G.F. Atk.) Corner, Annals of Botany Memoirs 1: 358 (1950)
 = *Clavaria biformis* G.F. Atk., Annales Mycologici 6: 56 (1908)
 State: PE (Araujo-Neta 2013).
 Revised material: URM 453 was re-identified as *Clavulinopsis* sp.

**Clavulinopsis carneola* Corner, Beihefte zur Nova Hedwigia 33: 55 (1970)
 State: SP (Corner 1970).

**Clavulinopsis corniculata* (Schaeff.) Corner, Annals of Botany Memoirs 1: 362 (1950)
 = *Clavaria corniculata* Schaeff., Fungorum qui in Bavaria et Palatinatu circa Ratisbonam nascuntur Icones 4: 117, pl. 173 (1774).
 State: probably RS (Corner 1970); PR (Meijer 2006 as *Clavaria corniculata*).

**Clavulinopsis corniculata* f. *simplex* Donk; Corner, Monogr. 361; Darwiniana 11:197 (1957)
 State: MS (Corner 1970).

**Clavulinopsis depokensis* (Overeem) Corner, Annals of Botany Memoirs 1: 364 (1950).
 = *Clavaria depokensis* Overeem., Bulletin du Jardin Botanique de Buitenzorg 5: 271 (1923).
 State: PR (Meijer 2006, 2009 as *Clavaria depokensis*).

**Clavulinopsis dimorphica* A.N.M. Furtado & M.A. Neves, Phytotaxa 253 (1): 012 (2016)

State: RS (Furtado et al. 2016).

#*Clavulinopsis* aff. *fusiformis* (Sowerby) Corner, Annals of Botany Memoirs 1: 367 (1950)
 ≡ *Clavaria fusiformis* Sowerby, Coloured Figures of English Fungi 2: 98, pl. 234 (1799).
 State: AM (De Lamônica-Freire 1979).

**Clavulinopsis helvola* (Pers.) Corner, Annals of Botany Memoirs 1: 372 (1950)
 ≡ *Clavaria helvola* Pers., Commentatio de Fungis Clavaeformibus: 69 (1797).
 State: SC (Furtado et al. 2016).

**Clavulinopsis imperata* A.N.M. Furtado & M.A. Neves, Phytotaxa 253 (1): 016 (2016)
 State: SC (Furtado et al. 2016).

#*Clavulinopsis* aff. *inflatissima* Corner, Beihefte zur Nova Hedwigia 33: 64 (1970)
 State: AM (De Lamônica-Freire 1979).

**Clavulinopsis laeticolor* (Berk. & M.A. Curtis) R.H. Petersen, Mycologia 57: 522 (1965)
 ≡ *Clavaria laeticolor* Berk. & M.A. Curtis, Botanical Journal of the Linnean Society 10: 338 (1869).
 State: AM (De Lamônica-Freire 1979); PR, RS, SC (Furtado et al. 2016); RS [Corner 1970 as *Clavulinopsis pulchra* (Peck) Corner]. De Lamônica-Freire (1979) also cites other specimen as *Clavulinopsis* aff. *laeticolor*.

**Clavulinopsis spiralis* (Jungh.) Corner, Annals of Botany Memoirs 1: 388 (1950)
 ≡ *Clavaria spiralis* Jungh., Praemissa in floram cryptogamicam Javae insulae: 32 (1838).
 State: AM (De Lamônica-Freire 1979); SC (Furtado et al. 2016). Meijer (2006) reported *Clavaria* aff. *spiralis* to PR. De Lamônica-Freire (1979) also reports *Clavulinopsis* aff. *spiralis*.

#*Clavulinopsis* aff. *umbrinella* (Sacc.) Corner, Annals of Botany Memoirs 1: 393 (1950)
 ≡ *Clavaria umbrina* Berk., Outlines of British Fungology: 279, t. 18:4 (1860).
 State: AM [De Lamônica-Freire 1979 as *Clavulinopsis* aff. *holmskjoldii* (Oudem.) Corner].

***Multiclavula vernalis* (Schwein.) R.H. Petersen, Am. Midl. Nat. 77: 216 (1967)
 ≡ *Clavaria vernalis* Schwein., Schriften der Naturforschenden Gesellschaft zu Leipzig 1: 112 (1822).
 State: RS (Rick 1959 as *Clavaria paludicola* Lib.).

Revised material: PACA Fungi Rickiani 12438 and 12444, were both confirmed as *M. vernalis*.

**Mucronella albida* (Corner) Berthier, Bibliotheca Mycologica 98: 82 (1985)
 ≡ *Hormomitaria albida* Corner, Annals of Botany 17: 362 (1953)
 State: RJ (Corner 1953 as *H. albida*).

**Mucronella calva* (Alb. & Schwein.) Fr., Hymenomycetes europaei: 629 (1874)
 ≡ *Hydnus calvum* Alb. & Schwein., Conspectus Fungorum in Lusatiae superioris: 271, t. 10:8 (1805).
 State: AC (Bononi 1992); RO (Capelari & Maziero 1988).

***Ramariopsis atlantica* Araujo-Neta, Silva & Gibertoni, in Fungal Diversity Notes 81: 226 (2016)
 State: PE (Hyde et al. 2016).
 Revised material: URM 84210 and URM 84213 were both confirmed as *R. atlantica*.

**Ramariopsis dealbata* (Berk.) R.H. Petersen, Persoonia 12 (3): 230 (1984)

≡ *Clavaria dealbata* Berk., Hooker's Journal of Botany and Kew Garden Miscellany 8: 275 (1856).

State: MT, RS [Corner 1970 as *Scytinopogon dealbatus* (Berk.) Corner]; PR [Meijer 2006 as *S. dealbatus*].

***Ramariopsis kunzei* (Fr.) Corner, Annals of Botany Memoirs 1: 640 (1950)

≡ *Clavaria kunzei* Fr., Systema Mycologicum 1: 474 (1821).

State: PR (Meijer 2006); probably RS (Corner 1970); RS (Rick 1959 as *C. kunzei*); SC (Furtado et al. 2016).

Revised materials: PACA Fungi Rickiani 12466 and URM 445 (collected in PE), originally identified as *C. kunzei*, represent *R. kunzei* and *Ramariopsis* sp., respectively. The other sample, PACA Fungi Rickiani 12460, was not revised.

**Ramariopsis pulchella* (Boud.) Corner, Annals of Botany Memoirs 1: 645 (1950)

≡ *Clavaria pulchella* Boud., Bulletin de la Société Mycologique de France 3: 146 (1887).

State: RJ (Corner 1970).

**Scytinopogon angulisperus* (Pat. & Gaillard) Corner, Annals of Botany Memoirs 1: 648 (1950)

≡ *Clavaria angulispera* Pat. & Gaillard, Bulletin de la Société Mycologique de France 4 (1): 41 (1888).

State: PA, RJ, RS, SP (Corner 1970); PR (Meijer 2006).

***Scytinopogon robustus* (Rick) Corner, Beihefte zur Nova Hedwigia 33: 91 (1970)

≡ *Clavaria robusta* Rick, Egatea 16: 120 (1931)

State: PE (Araujo-Neta 2013); PR (Meijer 2006); RJ (Corner 1970); RS (Rick 1959 as *C. robusta*).

Revised material: PACA Fungi Rickiani 12457, URM 84252 and URM 84265 were confirmed as *S. robustus*.

**Scytinopogon scaber* (Berk. & M.A. Curtis) D.A. Reid, Persoonia 2 (2): 161 (1962)

≡ *Thelephora scabra* Berk. & M.A. Curtis, American Journal of Science and Arts 11: 94 (1851).

State: AM [Burt 1920 as *Stereum proliferum* (Berk.) Lloyd, Bononi 1981].

***Physalaciaceae* Corner**

**Physalacria aggregata* Martin & A.C. Baker, Bulletin of the Torrey Botanical Club 68: 286 (1941)

State: RS, SP (Corner 1970).

#*Physalacria inflata* (Schwein. ex Fr.) Peck, Bulletin of the Torrey Botanical Club 9: 2 (1882)

≡ *Mitrula inflata* Schwein. ex Fr., Elenchus Fungorum 1: 234 (1828).

State: RS (Rick 1959, Corner 1970).

Revised materials: PACA Fungi Rickiani 14511, 14513, 20523, and 20561 were in poor condition and were suggested to be discarded.

**Physalacria rugosa* Rick, Brotéria Série Botânica 5: 12 (1906)

State: RS (Rick 1959).

Pterulaceae Corner

**Allantula diffusa* Corner, Annals of Botany 16: 270 (1952)
State: RJ (Corner 1952a, 1970).

**Chaetotyphula tetraspora* Corner, Annals of Botany 17: 353 (1953)
State: RJ (Corner 1953).

**Deflexula argentina* (Speg.) Corner, Annals of Botany 16: 276 (1952)
≡ *Mucronella argentina* Speg., Anales del Museo Nacional de Historia Natural Buenos Aires 6: 178 (1898).
State: RS (Corner 1970 as *D. argentina* var. *ramosa* Corner).

**Deflexula fascicularis* (Bres. & Pat.) Corner, Annals of Botany Memoirs 1: 395 (1950)
≡ *Pterula fascicularis* Bres. & Pat., Mycological Writings 1 (6): 50 (1901).
State: AM (De Lamônica-Freire 1979); RS (Rick 1959 as *Pterula fascicularis*).
Revised materials: PACA Fungi Rickiani 14665, 14651, 14655, 14659, 14660, 14661, 14662, 14664, 14671, 14672, 14673 and 14676 were re-identified as *Deflexula* cf. *fascicularis*. The other samples, PACA Fungi Rickiani 14629 and 14634, were not revised.

**Deflexula lilaceobrunnea* Corner, Annals of Botany Memoirs 1: 695 (1950)
State: RJ, RS (Corner 1952a as *D. lilaceobrunnea* var. *elongata* Corner).
Remarks: According to Index Fungorum and Mycobank, *D. lilaceobrunnea* var. *elongata* is *D. lilaceobrunnea*. However, Corner (1970) synonymized it to *D. argentina*.

#*Deflexula* cf. *nana* (Pat.) Corner, Bulletin du Jardin Botanique de l'État à Bruxelles 36 (3): 264 (1966)
≡ *Pterula nana* Pat., Bulletin de la Société Mycologique de France 18 (2): 175 (1902).
State: PR (Meijer 2006).

**Deflexula pennata* (Henn.) Corner, Annals of Botany 16: 278 (1952)
≡ *Pterula pennata* Henn., Hedwigia 43 (3): 174 (1904).
State: AM (Corner 1952a); RS (Rick 1959 as *Pterula pennata*).
Revised materials: PACA Fungi Rickiani 14667, 14678 and 14680 were re-identified as *Pterula capillaris* (Lév.) Sacc.

**Deflexula secundiramea* (Lév.) Corner, Beihefte zur Nova Hedwigia 33: 199 (1970)
≡ *Clavaria secundiramea* Lév., Annales des Sciences Naturelles Botanique 2: 216 (1844).
State: AM (De Lamônica-Freire 1979); RS (Corner 1970).

**Deflexula sprucei* (Mont.) Maas Geest., Persoonia 3 (2): 179 (1964)
≡ *Hydnnum sprucei* Mont., Sylloge generum specierumque plantarum cryptogamarum: 173 (1856).
State: MT (Corner 1970).

**Deflexula subsimplex* (Henn.) Corner, Annals of Botany 16: 279 (1952)
≡ *Pterula subsimplex* Henn., Hedwigia 36: 197 (1897).

State: BA, RS (Corner 1952a); MT, RS (Corner 1970); PR (Meijer 2006). Sobestiansky (2005) reported *Deflexula* cf. *subsimplex* to RS.

**Deflexula subsimplex* var. *multifida* Corner, Annals of Botany 16: 282 (1952)
State: SP (Corner 1970).

**Deflexula sulcispora* Corner, Annals of Botany 16: 283 (1952)
State: RS (Corner 1952a).

**Parapterulicum octopodites* Corner, Annals of Botany 16: 286 (1952)
State: RS (Corner 1952a).

**Parapterulicum subarbusculum* Corner, Annals of Botany 16: 288 (1952)
State: RJ (Corner 1952a).

**Pterula arborea* Rick, Egatea 16: 201 (1931)
State: RS (Rick 1959).

**Pterula arbuscula* Bres., Hedwigia 35(5): 291 (1896)
State: RS (Rick 1959).

**Pterula brunneosetosa* Corner, Annals of Botany 16 (4): 566 (1952)
State: PR (Meijer 2006); RJ (Corner 1952b).

**Pterula capillaris* (Lév.) Sacc., Sylloge Fungorum 6: 742 (1888)
≡ *Thelephora capillaris* Lév., Annales des Sciences Naturelles Botanique 2: 208 (1844).
State: RS (Corner 1950; Rick 1959).

Revised material: PACA Fungi Rickiani 22760 was re-identified as *P. cf. capillaris*.

**Pterula complanata* Corner, Annals of Botany 16 (4): 566 (1952)
State: MA (Corner 1952b).

**Pterula crispa* Rick, Egatea 16: 202 (1931)
State: RS (Rick 1959).

**Pterula cystidiata* Corner, Annals of Botany 16 (4): 567 (1952)
State: RJ (Corner 1952b).

**Pterula falcatula* (Henn.) Corner, Annals of Botany Memoirs 1: 511 (1950)
≡ *Clavaria falcatula* Henn., Hedwigia 36: 195 (1897).
State: SC (Corner 1950; Rick 1959 as *C. falcatula*).

**Pterula fastigiata* (Rick) Rick, Egatea 16: 202 (1931)
≡ *Hydnium fastigiatum* Rick, Annales Mycologici 2 (3): 243 (1904).
State: RS (Rick 1959).

**Pterula fluminensis* Corner, Annals of Botany 16 (4): 567 (1952)
State: RJ, RS (Corner 1952b).

**Pterula gordius* (Speg.) Corner, Annals of Botany Memoirs 1: 513 (1950)

≡ *Clavaria gordius* Speg., Anales de la Sociedad Científica Argentina 17 (2): 83 (1884).
 State: probably PA (Corner 1950); PR (Meijer 2006 as *P. gordius* var. *macrospora* Corner).

#*Pterula incarnata* Pat., Bulletin de l'Herbier Boissier 3: 58 (1895)
 State: RS (Rick 1959).
 Revised materials: PACA Fungi Rickiani 14666 was re-identified as *Pterula* cf. *incarnata*.

**Pterula juruensis* (Henn.) Corner, Annals of Botany Memoirs 1: 518 (1950)
 ≡ *Phaeopterula juruensis* Henn., Hedwigia 43 (3): 175 (1904)
 State: AM, RJ (Corner 1952b).

**Pterula longispora* Corner, Annals of Botany 16 (4): 567 (1952)
 State: RJ (Corner 1952b).

**Pterula moniliformis* (Henn.) Corner, Annals of Botany 16 (4): 569 (1952)
 ≡ *Lachnocladium moniliforme* Henn., Hedwigia 43: 198 (1904).
 State: BA (Corner 1952b); PE (Corner 1970); SP (Corner 1950 as *L. moniliforme*).

#*Pterula multifida* E.P. Fr. ex Fr., Monographia Hymenomycetum Sueciae 2: 282 (1863).
 State: RS (Rick 1959 as *P. densissima* Berk. & M.A. Curtis). Meijer (2006) reported *Pterula* cf. *multifida* to PR.

Revised materials: PACA Fungi Rickiani 14653 and 14657 were both re-identified as *Pterulicium xylogenum* (Berk. & Broome) Corner.

#*Pterula nivea* Pat., Bulletin de la Société Mycologique de France 18 (2): 174 (1902)
 State: RS (Rick 1959).

Revised materials: PACA Fungi Rickiani 14650 and 14656 were both re-identified as *P. subsimplex* Henn.

**Pterula palmicola* Corner, Annals of Botany 16 (4): 568 (1952)
 State: PR (Meijer 2006); SC (Corner 1952b).

**Pterula penicellata* Berk., in Lloyd, Mycol. Writ. 5: 863 (1919)
 State: RS (Rick 1959).

**Pterula plumosa* (Schwein.) Fr., Systema Orbis Vegetabilis 1: 90 (1825)
 ≡ *Clavaria plumosa* Schwein., Schriften der Naturforschenden Gesellschaft zu Leipzig 1: 111 (1822).
 State: RS (Rick 1959).

Revised material: URM 360, collected in PE, was in poor condition and was suggested to be discarded.

**Pterula plumosoides* Corner, Annals of Botany 16 (4): 568 (1952)
 State: PR (Meijer 2006, 2009); RJ (Corner 1952b).

#*Pterula simplex* Sacc. & Paol., Atti R. Ist. Veneto Sci. Lett. Arti VI: no 78, 1:7 (1888)
 State: RS (Rick 1959).
 Revised materials: PACA Fungi Rickiani 14663 was re-identified as *Pterula* cf. *simplex*.

**Pterula stipata* Corner, Annals of Botany 16 (4): 568 (1952)
State: RS (Corner 1952b).

***Pterula subplumosa* Henn., Hedwigia 36: 197 (1897)
State: RS (Rick 1959).
Revised materials: PACA Fungi Rickiani 14675 was confirmed as *P. subplumosa*.

**Pterula subulata* Fr., Linnaea 5: 532, t. XI: 4 (1830)
State: RJ (Corner 1970).

**Pterula taxiformis* Mont., Annales des Sciences Naturelles Botanique 1: 143 (1854)
State: RS (Corner 1952b, Rick 1959).
Revised materials: PACA Fungi Rickiani 14652, 14669 and 14674 were re-identified as *Pterula cf. debilis* Corner.

**Pterula taxiformis* var. *gracilis* Corner, Annals of Botany 16 (4): 568 (1952)
State: PA (Corner 1952b).

**Pterula tenuissima* (M.A. Curtis) Corner, Annals of Botany Memoirs 1: 524 (1950)
≡ *Typhula tenuissima* M.A. Curtis, J. Bot., Lond.: 350 (1848).
State: PR (Meijer 2006); RJ (Corner 1952b).

#*Pterula cf. typhuloides* Corner, Annals of Botany Memoirs 1: 698 (1950)
State: PR (Meijer 2006).

**Pterula uleana* Henn., Hedwigia 36(4): 197 (1897)
State: BA, RJ, SC (Corner 1952b); PR (Meijer 2006 as *Pterula cf. uleana*); RS (Corner 1952b, Rick 1959).
Revised materials: PACA Fungi Rickiani 15186 was in poor condition and was suggested to be discarded.

***Typhulaceae* Jülich**

**Macrotyphula defibulata* R.H. Petersen, Bulletin of the New Zealand Department of Industrial Research 236: 79 (1988)
State: PR (Meijer 2006 as *M. defibulata* f. *pallida* R.H. Petersen).

**Macrotyphula juncea* (Alb. & Schwein.) Berthier, Bulletin Mensuel de la Société Linnéenne de Lyon 43 (6): 186 (1974)
= *Clavaria triuncialis* var. *juncea* Alb. & Schwein., Conspectus Fungorum in Lusatiae superioris: 289 (1805).
State: PR [Corner 1970 as *Clavariadelphus junceus* (Alb. & Schwein.) Corner; Meijer 2006].

**Typhula tucumanensis* Speg., Anales del Museo Nacional de Historia Natural Buenos Aires 19 (12): 280 (1909)
State: SC [Corner 1950 as *Pterula tenerrima* (Henn.) Corner].

#*Typhula uleana* Henn., Hedwigia 36: 195 (1897)

State: RS (Rick 1959).

Revised material: PACA Fungi Rickiani 15186 was in poor condition and was suggested to be discarded.

**Typhula uncialis* (Grev.) Berthier, Bulletin Mensuel de la Société Linnéenne de Lyon 43 (6): 187 (1974)

≡ *Clavaria uncialis* Grev., Scott. crypt. Fl.: 98 (1824).

State: RS (Rick 1959 as *C. uncialis*).

CANTHARELLALES Gäum.

Aphelariaceae Corner

**Aphelaria aurantiaca* (Henn.) Corner, Annals of Botany Memoirs 1: 181 (1950)

≡ *Pterula aurantiaca* Henn., Hedwigia 43 (3): 174 (1904).

State: AM (Corner 1950); PA (Silva & Minter 1995).

**Aphelaria clavarioidea* (Pat.) Corner, Transactions of the British Mycological Society 49 (2): 207 (1966)

≡ *Lachnocladium clavarioideum* Pat., Journal de Botanique (Morot) 3: 27 (1889).

State: AM (De Lamônica-Freire 1979).

**Aphelaria deflectens* (Bres.) Corner, Annals of Botany Memoirs 1: 182 (1950)

≡ *Lachnocladium deflectens* Bres., Annales Mycologici 18 (1–3): 50 (1920).

State: RS (Corner 1950); SP (Bononi 1979).

#*Aphelaria* aff. *flabellata* (Wakef.) Corner, Annals of Botany Memoirs 1: 186 (1950)

≡ *Clavaria flabellata* Wakef., Botanical Journal of the Linnean Society 46 (1): 90 (1922).

State: AM (De Lamônica-Freire 1979); PR (Meijer 2006 as *A. cf. flabellata*); RS (Sobestiansky 2005).

#*Aphelaria* aff. *guadelupensis* (Lév.) Corner, Beihefte zur Nova Hedwigia 33: 19 (1970)

≡ *Merisma guadelupense* Lév., Annales des Sciences Naturelles Botanique 5: 157 (1846).

State: AM (De Lamônica-Freire 1979).

**Aphelaria trachodes* (Berk.) Corner, Annals of Botany Memoirs 1: 191 (1950)

≡ *Thelephora trachodes* Berk., Hooker's Journal of Botany and Kew Garden Miscellany 8: 239 (1856).

State: AM (Corner 1950).

**Aphelaria tropica* (Mont.) Corner, Annals of Botany Memoirs 1: 191 (1950)

≡ *Pterula tropica* Mont., Annales des Sciences Naturelles Botanique 1: 142 (1854).

State: AM (Corner 1953, 1970; De Lamônica-Freire 1979 as *A. aff. tropica*).

Clavulinaceae Donk

***Clavulina amazonensis* Corner, Beihefte zur Nova Hedwigia 33: 151 (1970)

State: AM (Corner 1970); PE (Wartchow 2012b, Araujo-Neta 2013).

Revised material: URM 1071, unknown locality in Brazil and originally identified as *Scytinopogon angulisperus*, URM 84217 and URM 84219 were confirmed as *C. amazonensis*.

**Clavulina amethystina* (Bull.) Donk, Mededelingen van het botanisch Museum en Herbarium van de Rijksuniversiteit Utrecht 9: 23 (1933).

≡ *Clavaria amethystina* Bull., Histoire des champignons de la France. I: 200, t. 496:2 (1791).

State: RS (Rick 1959 as *Clavaria amethystina*).

#*Clavulina cf. amethystinoides* (Peck) Corner, Annals of Botany Memoirs 1: 298 (1950)

≡ *Clavaria amethystinoides* Peck, Bulletin of the Torrey Botanical Club 34: 102 (1907).

State: PE (Araujo-Neta 2013).

Revised material: URM 1076 was re-identified as *Clavaria* sp. and URM 84250 was confirmed as *C. cf. amethystinoides*.

#*Clavulina cartilaginea* (Berk. & M.A. Curtis) Corner, Annals of Botany Memoirs 1: 299 (1950)

≡ *Lachnocladium cartilagineum* Berk. & M.A. Curtis, Botanical Journal of the Linnean Society 10: 330 (1869).

State: RS (Rick 1959 as *L. cartilagineum*).

Revised materials: PACA Fungi Rickiani 17221, 17225 and 17235 were re-identified as *Ramariopsis* sp.

**Clavulina cinerea* (Bull.) J. Schröt., Die Pilze Schlesiens 1(4): 443 (1888)

≡ *Clavaria cinerea* Bull., Histoire des champignons de la France. I: 204, t. 354 (1791).

State: RJ, RS (Coner 1970); RS (Rick 1959 as *Clavaria cinerea*); unknown locality in Brazil (Coner 1950).

**Clavulina cirrhata* (Berk.) Corner, Annals of Botany Memoirs 1: 311 (1950)

≡ *Clavaria cirrhata* Berk., Hooker's Journal of Botany and Kew Garden Miscellany 8: 275 (1856).

State: AM (Corner 1950).

Revised material: URM 47639, collected in PE, was re-identified as *Clavulinopsis* sp.

**Clavulina connata* (Berk.) Corner, Annals of Botany Memoirs 1: 311 (1950)

≡ *Clavaria connata* Berk., Hooker's Journal of Botany and Kew Garden Miscellany 8: 275 (1856).

State: AM (Corner 1950).

**Clavulina coralloides* (L.) J. Schröt., Die Pilze Schlesiens 1(4): 443 (1888)

≡ *Clavaria coralloides* L., Species Plantarum: 1182 (1753).

State: RS (Sobestiansky 2005). Meijer (2006, 2009) reported *Clavulina* cf. *coralloides* to PR.

#*Clavulina aff. cristata* (Holmsk.) J. Schröt., Die Pilze Schlesiens 1(4): 442 (1888)

≡ *Ramaria cristata* Holmsk., Beata ruris otia fungis danicis 1: 92, t. 24 (1790).

State: AM (De Lamônica-Freire 1979).

**Clavulina delicia* (Berk.) Corner, Annals of Botany Memoirs 1: 323 (1950)

≡ *Clavaria delicia* Berk. Hooker's Journal of Botany and Kew Garden Miscellany 8: 274 (1856).

State: AM (Corner 1950); RS (Rick 1959 as *Clavaria delicia*).

Revised materials: PACA Fungi Rickiani 12442 was re-identified as *Clavulina* sp.

**Clavulina floridana* (Singer) Corner, Annals of Botany Memoirs 1: 323 (1950)

≡ *Clavaria floridana* Singer, Mycologia 37: 425 (1945).

State: SP (Bononi 1979).

**Clavulina fuscolilacina* (Berk.) Overeem, Bulletin du Jardin Botanique de Buitenzorg 5: 262 (1923)

≡ *Clavaria fuscolilacina* Berk., Hooker's Journal of Botany and Kew Garden Miscellany 8: 276 (1856).

State: probably AM (Petersen 1983).

**Clavulina gracilis* Corner, Annals of Botany Memoirs 1: 693 (1950)

State: RJ (Corner 1970 as *C. gracilis* var. *incarnata* Corner).

***Clavulina incrustata* Wartchow, Cryptogamie Mycologie 33: 108 (2012)

State: PE (Wartchow 2012a).

Revised material: URM 82947 was confirmed as *C. incrustata*.

**Clavulina panurensis* (Berk.) Corner, Annals of Botany Memoirs 1: 336 (1950)

≡ *Clavaria panurensis* Berk., Hooker's Journal of Botany and Kew Garden Miscellany 8: 276 (1856).

State: AM (Corner 1950, De Lamônica-Freire 1979); RJ (Corner 1970). De Lamônica-Freire (1979) also reports *Clavulina* aff. *panurensis*.

**Clavulina puiggarii* (Speg.) Corner, Darwiniana 11: 196 (1957)

≡ *Clavaria puiggarii* Speg., Anales de la Sociedad Científica Argentina 12 (1): 29 (1881).

State: PR (Meijer 2006); SP [Corner 1950 as *Clavulinopsis puiggarii* (Speg.) Corner]; probably SP (Corner 1970).

#*Clavulina* aff. *rugosa* (Bull.) J. Schröt., Kryptogamen-Flora von Schlesien 1(4): 442 (1888)

≡ *Clavaria rugosa* Bull., Herbier de la France 10: t. 448:2 (1790).

State: PR (Meijer 2006, 2009).

**Clavulina sprucei* (Berk.) Corner, Annals of Botany Memoirs 1: 341 (1950)

≡ *Clavaria sprucei* Berk., Hooker's Journal of Botany and Kew Garden Miscellany 8: 276 (1856).

State: AM (Corner 1950).

***Multiclavula clara* (Berk. & M.A. Curtis) R.H. Petersen, The American Midland Naturalist 77: 217 (1967)

≡ *Clavaria clara* Berk. & M.A. Curtis, Botanical Journal of the Linnean Society 10: 338 (1869).

State: RS (Rick 1959 as *Clavaria flavella* Berk. & M.A. Curtis).

Revised material: PACA Fungi Rickiani 12459 was confirmed as *M. clara*.

**Multiclavula mucida* (Pers.) R.H. Petersen, The American Midland Naturalist 77: 212 (1967)

≡ *Clavaria mucida* Pers., Commentatio de Fungis Clavaeformibus: 55 (1797).

State: RS (Rick 1959 as *C. mucida*).

***Gomphaceae* Donk**

**Delentaria decurva* Corner, Beihefte zur Nova Hedwigia 33: 226 (1970)
State: RJ (Corner 1970).

#*Phaeoclavulina abietina* (Pers.) Giachini, Mycotaxon 115: 189 (2011).
≡ *Clavaria abietina* Pers., Neues Magazin für die Botanik 1: 117 (1794).
State: RS (Rick 1959 *C. abietina*).

Revised material: PACA Fungi Rickiani 12469 was in poor condition and was suggested to be discarded.

**Phaeoclavulina apiahyna* (Speg.) Giachini, Mycotaxon 115: 189 (2011)
≡ *Clavaria apiahyna* Speg., Boln. Acad. nac. Cienc. Córdoba 23(3–4): 435 (1919) [1918].
State: SP (Spegazzini 1919).

**Phaeoclavulina articulotela* (R.H. Petersen) Giachini, Mycotaxon 115: 190 (2011)
≡ *Ramaria articulotela* R.H. Petersen, Biblioth. Mycol. 79: 115 (1981).
State: DF (Petersen 1981).

#*Phaeoclavulina cf. camellia* (Corner) Giachini, Mycotaxon 115: 190 (2011)
≡ *Ramaria camellia* Corner, Darwiniana 11: 200 (1957).
State: PR (Meijer 2006 as *Ramaria cf. camellia*).

**Phaeoclavulina campoi* (Speg.) Giachini, Mycotaxon 115: 190 (2011)
≡ *Clavaria campoi* Speg., Boln. Acad. nac. Cienc. Córdoba 25: 28 (1921).
State: RS (Petersen 1981).

**Phaeoclavulina cyanocephala* (Berk. & M.A. Curtis) Giachini, Mycotaxon 115: 191 (2011)
≡ *Clavaria cyanocephala* Berk. & M.A. Curtis, Botanical Journal of the Linnean Society 10: 338 (1869).
State: AM (De Lamônica-Freire 1979); PR [Meijer 2006 as *Ramaria grandis* f. *cyanocephala* (Berk. & M.A. Curtis) R.H. Petersen, Meijer 2009 as *Ramaria cyanocephala* (Berk. & M.A. Curtis) Corner]; RJ (Corner 1970).
Revised materials: URM 768 collected in PE and URM 28190 collected in SC, were both identified as *Phaeoclavulina cf. cyanocephala*.

**Phaeoclavulina gigantea* (Pat.) Giachini, Mycotaxon 115: 193 (2011)
≡ *Lachnocladium giganteum* Pat., J. Bot., Paris 3: 34 (1889).
State: RJ (Petersen 1981).

**Phaeoclavulina griseobrunnea* (Singer) Giachini, Mycotaxon 115: 193 (2011)
≡ *Ramaria griseobrunnea* Singer, in Singer, Araujo & Ivory, Beih. Nova Hedwigia 77: 19 (1983).
State: PA (Giachini 2004).

**Phaeoclavulina guyanensis* (Pat.) Giachini, Mycotaxon 115: 193 (2011)
≡ *Lachnocladium guyanense* Pat., Journal de Botanique (Morot) 3: 35 (1889).
State: RS [Corner 1970, Rick 1959 as *Clavaria guyanensis* (Pat.) Rick].

**Phaeoclavulina ochracea* (Bres.) Giachini, Mycotaxon 115: 194 (2011)
 ≡ *Lachnocladium ochraceum* Bres., Bulletin de la Société Royale de Botanique de Belgique 38: 157, Tab. B (1899).
 State: DF, RS (Petersen 1981).

**Phaeoclavulina pancaribbea* (R.H. Petersen) Giachini, Mycotaxon 115: 194 (2011)
 ≡ *Ramaria pancaribbea* R.H. Petersen, Bibliotheca Mycologica 79: 88 (1981).
 State: PR (Meijer 2006, 2009 as *Ramaria pancaribbea* f. *caerulea* R.H. Petersen).

**Phaeoclavulina zippelii* (Lév.) Overeem, Bull. Jard. bot. Buitenz, 3 Sér. 5: 262 (1923)
 ≡ *Clavaria zippelii* Lév., Annls Sci. Nat., Bot., sér. 3 (2): 215 (1844).
 State: MT (Corner 1970 as *Ramaria zippelii* var. *gracilis* Corner).

**Ramaria albocinerea* (Pat.) Corner, Annals of Botany Memoirs 1: 555 (1950)
 ≡ *Lachnocladium albocinereum* Pat., Journal de Botanique (Morot) 3: 33 (1889).
 State: AM (Corner 1970).

**Ramaria aureofulva* Corner, Beihefte zur Nova Hedwigia 33: 247 (1970)
 State: RJ, RS (Corner 1970). Meijer (2006, 2009) reported *Ramaria* cf. *aureofulva* to PR.

**Ramaria concolor* (Corner) R.H. Petersen, Bibliotheca Mycologica 43: 54 (1975)
 = *Ramaria stricta* var. *concolor* Corner, Annals of Botany Memoirs 1: 700 (1950).
 State: RJ, RS (Corner 1970 as *R. stricta* var. *concolor*).

**Ramaria flavobrunnescens* (G.F. Atk.) Corner, Annals of Botany Memoirs 1: 581 (1950)
 ≡ *Clavaria flavobrunnescens* G.F. Atk., Annales Mycologici 7 (4): 367 (1909).
 State: RS, SP (Fidalgo & Fidalgo 1970).

**Ramaria geesteranii* de Meijer [as 'geesterani'], Macrofungos notáveis das Florestas de Pinheiro-do-Paraná: 101 (2009)
 State: PR (Meijer 2009).

#*Ramaria luteoflaccida* Corner, Annals of Botany Memoirs 1: 699 (1950)
 State: PE (Araujo-Neta 2013).
 Revised material: URM 47644 was re-identified as *Ramaria* sp.

#*Ramaria megalorhiza* (Berk. & Broome) Corner, Annals of Botany Memoirs 1: 605 (1950)
 ≡ *Clavaria megalorhiza* Berk. & Broome, Botanical Journal of the Linnean Society 14: 75 (1875).
 State: RS, SC (Rick 1959 as *C. megalorhiza*).
 Revised materials: PACA Fungi Rickiani 12465 and 12441 were both re-identified as *Phaeoclavulina* cf. *guyanensis* (Pat.) Giachini.

**Ramaria molleriana* (Bres. & Roum.) Corner, Monograph of Clavaria and allied Genera (Annals of Botany Memoirs No. 1): 606 (1950)
 ≡ *Lachnocladium mollerianum* Bres. & Roum., Revue mycol., Toulouse 12(no. 45): 36 (1890).
 State: PR (Meijer 2009).

**Ramaria moelleriana* var. *crispuloides* Corner, Beihefte zur Nova Hedwigia 33: 258 (1970)
State: RJ (Corner 1970).

**Ramaria patagonica* (Speg.) Corner, Darwiniana 11: 203 (1957)
≡ *Clavaria patagonica* Speg., Boletín de la Academia Nacional de Ciencias en Córdoba 11 (1): 21 (1887).
State: PR (Meijer 2009).

**Ramaria pupulispora* Corner, Beihefte zur Nova Hedwigia 33: 271 (1970)
State: RJ (Corner 1970).

**Ramaria reticulata* (Berk. & Cooke) Corner, Transactions of the British Mycological Society 44 (2): 237 (1961)
≡ *Lachnocladium reticulatum* Berk. & Cooke, Botanical Journal of the Linnean Society 15: 388 (1877).
State: AM (Corner 1950, as *L. reticulatum*, Corner 1970); PR (Meijer 2006 as *R. reticulata* var. *macrospora* Corner); RS (Petersen 1975). Sobestiansky (2005) reported *Ramaria* cf. *reticulata* var. *reticulata* (Berk. & Cooke) Corner to RS.

**Ramaria stricta* (Pers.) Quél., Flore mycologique de la France et des pays limitrophes: 464 (1888)
≡ *Clavaria stricta* Pers., Annalen der Botanik (Usteri) 15: 33 (1795).
State: RS (Rick 1959 as *C. stricta*).

**Ramaria toxica* Toledo & R.H. Petersen, Mycologia 81 (4): 663 (1989)
State: PR (Meijer 2006); RS (Sobestiansky 2005).

**Ramaria tubulosa* (Fr.) Corner, Annals of Botany Memoirs 1: 631 (1950)
≡ *Clavaria tubulosa* Fr., Elenchus Fungorum 1: 229 (1828).
State: BA, MG, PA, RS (Rick 1959 and Corner 1970 as *Lachnocladium tubulosum* (Fr.) Pat.); unknown locality in Brazil (Corner 1950).
Revised material: PACA Fungi Rickiani 17233 and 17256 were re-identified as *Lachnocladium* sp. and suggested to be discarded. URM 47756, collected in PE, was re-identified as *Ramaria* sp. and URM 84266, collected in PE, was confirmed as *Ramaria* aff. *tubulosa*.

***Lentariaceae* Jülich**

**Lentaria surculus* (Berk.) Corner, Annals of Botany Memoirs 1: 444 (1950)
≡ *Clavaria surculus* Berk., London Journal of Botany 1 (3): 154 (1842).
State: PR (Meijer 2006); RJ, RS (Corner 1970).

***HYMENOPHORALES* Oberw.**

***Hymenophaetaceae* Donk**

***Clavariachaete peckoltii* (Lloyd) Corner, Annals of Botany Memoirs 1: 269 (1950)
≡ *Dendrocladium peckoltii* Lloyd, Mycological Writings 7 (66): 1111 (1922).
State: PE (Araujo-Neta 2013); RJ (Corner 1970).
Revised material: URM 657 originally identified as *Lachnocladium hoffmannii* Henn., was confirmed as *C. peckoltii*.

POLYPORALES Gäm.**Lepidostromataceae** Ertz, Eb. Fisch., Killmann, Sérus. & Lawrey

**Sulzbacheromyces caatingae* (Sulzbacher & Lücking) Hodkinson & Lücking, Fungal Diversity 64 (1): 176 (2014)

≡ *Lepidostroma caatingae* Sulzbacher & Lücking, in Sulzbacher, Baseia, Lücking, Parnmen & Moncada, Bryologist 115 (4): 601–609 (2012).

State: PI (Sulzbacher et al. 2012 as *L. caatingae*, Hodkinson et al. 2014); CE, PB (Sulzbacher et al. 2016).

RUSSULALES Kreisel ex P.M. Kirk, P.F. Cannon & J.C. David**Auriscalpiaceae** Maas Geest.

***Artomyces pyxidatus* (Pers.) Jülich, Bibliotheca Mycologica 85: 399 (1982)

≡ *Clavaria pyxidata* Pers., Neues Magazin für die Botanik 1: 117 (1794).

State: RS (Rick 1959 as *C. pyxidata*).

Revised material: PACA Fungi Rickiani 12458 was confirmed as *A. pyxidatus*.

**Artomyces turgidus* (Lév.) Jülich, Bibliotheca Mycologica 85: 399 (1982)

≡ *Clavaria turgida* Lév., Annales des Sciences Naturelles Botanique 5: 155 (1846).

State: PR [Corner 1970; Meijer 2009 as *Clavicorona turgida* (Lév.) Corner].

Lachnocladiaceae D.A. Reid

**Lachnocladium asterosetosum* Henn., Hedwigia 36: 196 (1897)

State: RS (Rick 1959).

**Lachnocladium brasiliense* (Lév.) Pat., Journal de Botanique (Morot) 3: 26 (1889)

≡ *Eriocladus brasiliensis* Lév., Annales des Sciences Naturelles Botanique 5: 159 (1846).

State: AC (Batista et al. 1966, Silva & Minter 1995); AM (Hennings 1904, Theissen 1912); BA (Burt 1919, Corner 1950); MS (Bononi et al. 2008); RS, SP (Bononi 1980); unknown locality in Brazil (Corner 1970).

#*Lachnocladium compressum* (Lév.) Sacc. [as 'compressus'], Syll. fung. (Abellini) 16: 213 (1902)

≡ *Clavaria compressa* Berk., Annals and Magazine of Natural History 10: 383, t. 12:16 (1843).

State: RS (Rick 1959).

Revised materials: PACA Fungi Rickiani 17227, 17232, 17237 and 17239 were in poor condition and were suggested to be discarded.

**Lachnocladium denudatum* Corner, Beihefte zur Nova Hedwigia 33: 180 (1970)

State: PA (Corner 1970).

#*Lachnocladium dubiosum* Bres., Annales Mycologici 18 (1–3): 50 (1920)

State: RS (Rick 1959).

Revised materials: PACA Fungi Rickiani 17230, 17241, 17246 and 17251 were re-identified as *Ramariopsis* sp.

**Lachnocladium flavidum* Corner, Annals of Botany Memoirs 1: 696 (1950)
 State: probably RS (Corner 1970).

**Lachnocladium furcellatum* (Fr.) Pat., Journal de Botanique (Morot) 3: 26 (1889)
 ≡ *Clavaria furcellata* Fr., Linnaea 5: 531 (1830).
 State: AM (Hennings 1904, Theissen 1912); PA (Theissen 1912); RS (Rick 1959, Corner 1970).
 Revised materials: PACA Fungi Rickiani 17248 was re-identified as *Phaeoclavulina* cf. *zippelii*.

**Lachnocladium hamatum* Henn., Hedwigia 43 (3): 174 (1904)
 State: AM (Hennings 1904); RS (Rick 1959).
 Revised materials: PACA Fungi Rickiani 17222, 17242 and 17252 were re-identified as *Pterula* sp. The other sample, PACA Fungi Rickiani 20762, was not revised.

**Lachnocladium madeirensis* Henn., Hedwigia 43 (3): 174 (1904)
 State: AM (Hennings 1904); RS (Rick 1959).

**Lachnocladium manaosense* Henn., Hedwigia 44: 59 (1905)
 State: AM (Corner 1950).

#*Lachnocladium moelleri* Henn., Hedwigia 36: 196 (1897)
 State: RS (Rick 1959).
 Revised material: PACA Fungi Rickiani 17243 was re-identified as *Pterula* sp.

***Lachnocladium schweinfurthianum* Henn., Botanische Jahrbücher für Systematik Pflanzengeschichte und Pflanzengeographie 17: 21 (1893)
 State: AL, PE, SE (Gibertoni et al. 2004); PE (Araujo-Neta 2013); MT (De Lamônica-Freire 1979).
 Revised material: URM 76831, URM 84247, URM 77338, URM 84267, collected in PE, and URM 77339, collected in SE, were confirmed as *L. schweinfurthianum*.

**Lachnocladium spongiosum* Corner, Beihefte zur Nova Hedwigia 33: 185 (1970)
 State: RS (Corner 1970).

**Lachnocladium strictissimum* Henn., Hedwigia 43 (3): 174 (1904)
 State: AM (Hennings 1904); RS (Rick 1959).

**Lachnocladium ulei* Henn., Hedwigia: 98 (1892)
 State: RS (Rick 1959).

Revised material: PACA Fungi Rickiani 17224 was in poor condition and was suggested to be discarded; The other sample, PACA Fungi Rickiani 17254, was not revised. URM 2423, collected in PE, was re-identified as *Clavaria* sp.

Acknowledgments

We would like to thank Dr. Leonor Costa Maia for the loan of literature, the curators of the herbaria PACA and URM for exsiccate access, and the Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico (CNPq) for scholarships for masters students AMO and LSAN.

Literature cited

Araujo-Neta LS. 2013. Diversidade de *Agaricomycetes* Terrícolas (Clavarioides, Estereoides e Poroides) em Mata Atlântica de Pernambuco, Brasil. Dissertação, Universidade Federal de Pernambuco, Recife. 87 pp.

Batista AC, Falcão RGS, Peres GEP, Moura NR. 1966. Fungi Paraenses (Revisão da Coleção de Paul C. Hennings, do Museu Paraense Emílio Goeldi). Instituto de Micologia 506: 10–290.

Bononi VLR. 1979. Basidiomicetos do Parque Estadual da Ilha do Cardoso: III. Espécies Clavarioides, Teleforóides e Estereóides. *Rickia* 8: 105–121.

Bononi VLR. 1980. Adições às espécies clavarioides, teleforóides e estereóides da Ilha do Cardoso. *Rickia* 9: 63–121.

Bononi VLR. 1981. Alguns Basidiomicetos hidnóides da região amazônica. *Rickia* 9: 17–30.

Bononi VLR. 1992. Fungos macroscópicos de Rio Branco, Acre, Brasil. *Hoehnea* 19(1/2): 31–37.

Bononi VLR, Oliveira AKM de, Quevedo JR de, Gugliotta A de M. 2008. Fungos macroscópicos do Pantanal do Rio Negro, Mato Grosso do Sul, Brasil. *Hoehnea* 35(4): 489–511. <https://doi.org/10.1590/S2236-89062008000400002>

Burt EA. 1919. The *Thelephoraceae* of North America XI. *Tulasnella*, *Veluticeps*, *Mycobonia*, *Epithele* and *Lachnocladium*. *Annals of the Missouri Botanical Garden* 6: 253–280. <https://doi.org/10.2307/2990131>

Burt EA. 1920. The *Thelephoraceae* of North America XII. *Annals of the Missouri Botanical Garden* 7: 81–238. <https://doi.org/10.2307/2990127>

Capelari M, Maziero R. 1988. Fungos macroscópicos do estado de Rondônia, região dos Rios Jaru e Ji-Paraná. *Hoehnea* 15: 28–36.

Constantino C, Siquier JL. 1996. Els bolets de les Balears. Micobalear, Soller, Spain.

Corner EJH. 1950. A Monograph of *Clavaria* and Allied Genera. *Annals of Botany Memoirs* 1: xv + 740 pp.

Corner EJH. 1952a. Addenda *Clavariaceae*: I. Two new pteruloid genera and *Deflexula*. *Annals of Botany* 16(2): 269–291. <https://doi.org/10.1093/oxfordjournals.aob.a083316>

Corner EJH. 1952b. Addenda *Clavariaceae*: II. *Pterula* and *Pterulicum*. *Annals of Botany* 16(4): 531–569. <https://doi.org/10.1093/oxfordjournals.aob.a083333>

Corner EJH. 1953. Addenda *Clavariaceae*. III. *Annals of Botany* 17(2): 347–368. <https://doi.org/10.1093/oxfordjournals.aob.a083355>

Corner EJH. 1967. Notes on *Clavaria*. *Transactions of the British Mycological Society* 50(1): 33–44. [https://doi.org/10.1016/S0007-1536\(67\)80061-5](https://doi.org/10.1016/S0007-1536(67)80061-5)

Corner EJH. 1970. Supplement to ‘A monograph of *Clavaria* and allied genera’. *Nova Hedwigia Beihefte* 33: 299 pp.

De Lamônica-Freire EM. 1979. Contribuições ao estudo de fungos clavarioides da Amazônia. Dissertation, Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia/Fundação Universidade da Amazônia, Manaus. 88 pp.

Fidalgo O, Fidalgo MEPK. 1970. A poisonous *Ramaria* from Southern Brazil. *Rickia* 5:71–83.

Furtado ANM, Daniëls PP, Neves MA. 2016. New species and new records of *Clavariaceae* (*Agaricales*) from Brazil. *Phytotaxa* 253(1): 001–026. <http://dx.doi.org/10.11646/phytotaxa.253.1.1>

Giachini A. 2004. Systematic, Phylogeny and ecology of *Gomphus* sensu lato. Ph. D., University of Oregon. 446 p.

Gibertoni TB, Ryvarden L, Cavalcanti MAQ. 2004. New records of Aphyllophorales (Basidiomycota) in the Atlantic Rain Forest in Northeast Brazil. *Acta Botânica Brasileira* 18(4): 975–979. <http://dx.doi.org/10.1590/S0102-33062004000400027>

Henkel TW, Meszaros R, Aime MC, Kennedy A. 2005. New *Clavulina* species from the Pakaraima Mountains of Guyana. *Mycological Progress* 4: 343–350. <http://dx.doi.org/10.1007/s11557-006-0140-6>

Henkel TW, Aime MC, Uehling JK, Smith ME. 2011. New species and distribution records for *Clavulina* (*Cantharellales*, *Basidiomycota*) from the Guiana Shield. *Mycologia* 103: 883–894. <http://dx.doi.org/10.3852/10-355>

Henkel TW, Aime MC, Chin MML, Miller SL, Vilgalys R, Smith ME. 2012. Ectomycorrhizal sporocarp diversity and discovery of new taxa in *Dicymbae* monodominant forests of the Guiana Shield. *Biodiversity and Conservation* 21: 2195–2220. <http://dx.doi.org/10.1007/s10531-011-0166-1>

Hennings P. 1904. Fungi Amazonici a cl. Ernesto Ule collecti I. *Hedwigia* 43(3): 154–186.

Hodkinson P, Moncada B, Lücking R. 2014. Lepidostromatales, a new order of lichenized fungi (Basidiomycota, Agaricomycetes), with two new genera, *Ertzia* and *Sulzbacheromyces*, and one new species, *Lepidostroma winklerianum*. *Fungal Diversity* 64: 165–179. <http://dx.doi.org/10.1007/s13225-013-0267-0>

Hyde KD, Hongsanan S, Jeewon R, Bhat DJ, McKenzie EHC et al. 2016. Fungal diversity notes 367–490: taxonomic and phylogenetic contributions to fungal taxa. *Fungal Diversity* 80: 1–270. <http://dx.doi.org/10.1007/s13225-016-0373-x>

Kirk PM, Cannon PF, Minter DW, Stalpers JA. 2008. *Dictionary of Fungi*, 10th ed. CABI, Wallingford, UK. 771 pp.

Meijer AAR De. 2006. Preliminary list of the macromycetes from the Brazilian state of Paraná. *Boletim do Museu Botânico Municipal* 68: 1–55.

Meijer AAR De. 2009. [2008] Notable macrofungi from Brazil's Paraná pine forests. *Embrapa Florestas. Colombo, Paraná*. 431 pp.

Meijer AAR De. 2010. Preliminary list of the macromycetes from the Brazilian state of Paraná: corrections and updating. *Boletim do Museu Botânico Municipal (Curitiba)* 72: 1–9.

Nelsen MP, Lücking R, Umaña L, Trest MT, Will-Wolf S, Chaves JL, Gargas A. 2007. *Multiclavula ichthyiformis* (Fungi: Basidiomycota: Cantharellales: Clavulinaceae), a Remarkable New Basidiolichen From Costa Rica. *American Journal of Botany* 94(8): 1289–1296. <http://dx.doi.org/10.3732/ajb.94.8.1289>

Petersen RH. 1975. *Ramaria* subgenus *Lentoramaria* with emphasis on North American taxa. *Bibliotheca Mycologica* 43. 161p.

Petersen RH. 1981. *Ramaria* subgenus *Echinoramaria*. *Biblioth. Mycol.* 79: 261 p.

Petersen RH. 1983. Notes on clavarioid fungi XVIII. A preliminary outline of *Clavulina* in Southeastern Australia. *Nova Hedwigia* 37: 19–35.

Petersen RH. 1988. The clavarioid fungi of New Zealand. *Bulletin of the New Zealand Department of Scientific and Industrial Research* 236: 170 pp.

Rick JE. 1959. Basidiomycetes Eubasidii in Rio Grande do Sul - Brasilia. III. *Iheringia Botânica* 5: 126–192.

Silva M, Minter DW. 1995. Fungi from Brasil - Recorded by Batista and co-workers. *Mycological Papers* 169: 585 p.

Sebastiansky G. 2005. Contribution to a Macromycete Survey of the States of Rio Grande do Sul and Santa Catarina in Brazil. *Brazilian Archives of Biology and Technology* 48: 437–457. <http://dx.doi.org/10.1590/S1516-89132005000300015>

Spegazzini CL. 1919 (1918). Reliquiae mycologicae tropicae et fungi Costaricenses nonnulli. *Boln. Acad. Nac. Cienc. Córdoba* 23(3–4): 365–609.

Sulzbacher MA, Baseia IG, Lücking R, Parnmen S, Moncada B. 2012. Unexpected discovery of a novel basidiolichen in the threatened Caatinga biome of northeastern Brazil. *The Bryologist* 115(4): 601–609. <http://dx.doi.org/10.1639/0007-2745-115.4.601>

Sulzbacher MA, Wartchow F, Ovrebo CL, Sousa JO, Baseia IG, Moncada B, Lücking R. 2016. *Sulzbacheromyces caatingae*: notes on its systematics, morphology and distribution based on ITS barcoding sequences. *The Lichenologist* 48(1): 61–70. <https://doi.org/10.1017/S0024282915000420>

Theissen F. 1912. Hymenomycetes Riograndenses. *Brotéria, ser. bot.* 10: 5–28.

Toledo LD de, Petersen RH. 1989. A toxic *Ramaria* species from South America. *Mycologia* 81(4): 662–664. <https://doi.org/10.2307/3760148>

Wartchow F. 2012a. *Clavulina incrassata*, a new species from Pernambuco, Brazil. *Cryptogamie. Mycologie*, 33(1): 105–113. <http://dx.doi.org/10.7872/crym.v33.iss1.2012.105>

Wartchow F. 2012b. *Clavulina amazonensis*, an Amazonian fungus discovered in the Atlantic Forest. *Tomo. Kurtziana* 37(1): 113–117.

APÊNDICE B – MATERIAL EXAMINADO

Material examinado

***Clavaria cf. neofossicola* Corner:** Itapuã do Oeste-RO, Floresta Nacional do Jamari, fevereiro de 2015, A. Meiras-Ottoni & S.O. Almeida (**AMO391**; DNA: ITS e LSU); Itapuã do Oeste-RO, Floresta Nacional do Jamari, fevereiro de 2015, A. Meiras-Ottoni & S.O. Almeida (**AMO395**; DNA: ITS e LSU); Porto Velho-RO, Sítio Primavera, 2014, A. Meiras-Ottoni (**SP55**; DNA: ITS e LSU).

***Clavulina grisea* Meiras-Ottoni & Gibertoni:** Sena Madureira-AC, Floresta Nacional de São Francisco, janeiro de 2015, A. Meiras-Ottoni & S.O. Almeida (**URM 89966**, AMO303, DNA: ITS e LSU); Sena Madureira-Acre, Reserva Extrativista Cazumbá-Iracema, janeiro de 2015, A. Meiras-Ottoni & S.O. Almeida (**URM 89967**, AMO353, **holótipo**; isotipo em O; DNA: ITS e LSU); Sena Madureira-Acre, Reserva Extrativista Cazumbá-Iracema, janeiro de 2015, A. Meiras-Ottoni & S.O. Almeida (**URM 89968**, AMO357, DNA: ITS e LSU).

***Clavulina ossea* Meiras-Ottoni & Gibertoni:** Areia-PB, Parque Estadual Mata do Pau-Ferro, junho de 2015, C.O. Mendonça (**URM 89970**, COM1500, **holótipo**; isotipo em O; DNA: LSU).

***Clavulina paraincrustata* Meiras-Ottoni & Gibertoni:** Rio Tinto e Mamanguape-PB, Reserva Biológica Guaribas, maio de 2015, A. Meiras-Ottoni (**URM 89969**, AMO419, **holótipo**; isotipo em O; DNA: ITS e LSU).

***Clavulinopsis* sp. nov. 1:** Itapuã do Oeste-RO, Floresta Nacional do Jamari, fevereiro de 2015, A. Meiras-Ottoni & S.O. Almeida (**URM 90064**, AMO385; DNA: ITS e LSU); Itapuã do Oeste-RO, Floresta Nacional do Jamari, fevereiro de 2015, A. Meiras-Ottoni & S.O. Almeida (**URM 90065**, AMO388; DNA: ITS e LSU).

***Clavulinopsis* sp. nov. 2:** Sena Madureira-AC, Floresta Nacional do Macauã, janeiro de 2015, A. Meiras-Ottoni & S.O. Almeida (**URM 90066**, AMO332; DNA: LSU); Reserva Extrativista do Cazumbá-Iracema, janeiro de 2015, A. Meiras-Ottoni & S.O. Almeida (**URM 90067**, AMO352; DNA: LSU).

***Clavulinopsis* sp. nov. 3:** Sena Madureira-AC, Reserva Extrativista do Cazumbá-Iracema, janeiro de 2015, A. Meiras-Ottoni & S.O. Almeida (**URM 90068**, AMO349; DNA: ITS e LSU).

***Deflexula* cf. *fascicularis* (Bres. & Pat.) Corner:** Areia-PB, Parque Estadual Mata do Pau-Ferro, junho de 2015, C.O. Mendonça (**COM1504**, DNA: ITS e LSU).

***Lachnocladium* sp. nov. 1:** Itapuã do Oeste-RO, Floresta Nacional do Jamari, fevereiro de 2015, A. Meiras-Ottoni & S.O. Almeida (**AMO386**, DNA: ITS; **AMO392**, DNA: ITS e LSU); Itapuã do Oeste-RO, Floresta Nacional do Jamari, fevereiro de 2016, A. Meiras-Ottoni & S.O. Almeida (**AMO710**, DNA: ITS e LSU).

***Lachnocladium* sp. nov. 2:** Baía Formosa-RN, Reserva Particular do Patrimônio Natural Mata Estrela, maio de 2015, A. Meiras-Ottoni, (**AMO429**, DNA: ITS e LSU; **AMO444**, DNA: ITS e LSU).

***Lachnocladium* sp. nov. 3:** Itapuã do Oeste-RO, Floresta Nacional do Jamari, fevereiro de 2016, A. Meiras-Ottoni & S.O. Almeida (**AMO690**, DNA: ITS); Sena Madureira-AC, Floresta Nacional de São Francisco, janeiro de 2015, A. Meiras-Ottoni & S.O. Almeida (**AMO300**, DNA: ITS e LSU); Sena Madureira-AC, Floresta Nacional de São Francisco, janeiro de 2016, A. Meiras-Ottoni & S.O. Almeida (**AMO536**, DNA: ITS e LSU; **AMO581**); Areia-PB, Parque Estadual Mata do Pau-Ferro, junho de 2015, C.O. Mendonça (**COM1502**, DNA: ITS e LSU; **COM1506**, DNA: LSU; **COM1507**).

***Lachnocladium* cf. *schweinfurthianum* Henn.:** Sena Madureira-AC, Floresta Nacional do Macauã, janeiro de 2015, A. Meiras-Ottoni & S.O. Almeida (**AMO331**, DNA: ITS e LSU); Floresta Nacional de São Francisco, janeiro de 2016, A. Meiras-Ottoni & S.O. Almeida (**AMO298**); Campo Novo de Rondônia-RO, Parque Nacional de Pacaás Novos, janeiro de 2015, A. Meiras-Ottoni (**AMO255**, DNA: ITS; **AMO257**; DNA: LSU).

***Lentaria* sp. nov. 1:** Sena Madureira-AC, Floresta Nacional do Macauã, janeiro de 2016, A. Meiras-Ottoni & S.O. Almeida (**AMO611**, DNA: ITS e LSU; **AMO612**; **AMO613**; **AMO635**; **AMO636**, DNA: LSU);

***Lentaria* sp. nov. 2:** Floresta Nacional de São Francisco, janeiro de 2016, A. Meiras-Ottoni & S.O. Almeida (**AMO587**, DNA: ITS e LSU); Reserva Extrativista do Cazumbá-Iracema, janeiro de 2015, A. Meiras-Ottoni & S.O. Almeida (**AMO358**; DNA: ITS e LSU).

***Lentaria* cf. *surculus* (Berk.) Corner:** Areia-PB, Parque Estadual Mata do Pau-Ferro, junho de 2015, C.O. Mendonça (**COM1501**, **COM1503**, **COM1505**, **COM1508**, DNA: ITS e LSU); Baía Formosa-RN, Reserva Particular do Patrimônio Natural Mata Estrela, maio de 2015, A. Meiras-Ottoni, (**AMO433**, DNA: ITS e LSU; **AMO435**; **AMO436**; **AMO439**, DNA: ITS; **AMO442**; **AMO443**, DNA: ITS e LSU).

***Phaeoclavulina* sp. nov. 1:** Sena Madureira-AC, Floresta Nacional de São Francisco, janeiro de 2016, A. Meiras-Ottoni & S.O. Almeida (**AMO542**; DNA: ITS e LSU).

***Phaeoclavulina* sp. nov. 2:** Itapuã do Oeste-RO, Floresta Nacional do Jamari, fevereiro de 2016, A. Meiras-Ottoni & S.O. Almeida (**AMO709**; DNA: ITS e LSU); Sena Madureira-AC, Floresta Nacional do Macauã, janeiro de 2016, A. Meiras-Ottoni & S.O. Almeida (**AMO605**; DNA: ITS e LSU); (**AMO630**; DNA: ITS).

***Phaeoclavulina* cf. *zippelii* (Lév.) Overeem:** Campus UFPE Recife-PE, junho de 2015, R.S. Chikowski (**AMO474**; DNA: ITS e LSU); Refúgio Ecológico Charles Dawin-PE, março de 2015, R.S. Chikowski (**RC28**).

***Pterula juruensis* (Henn.) Corner:** Porto Velho-RO, Parque Natural Municipal de Porto Velho, janeiro de 2016, A. Meiras-Ottoni & S.O. Almeida (**AMO506**; DNA: LSU);

***Pterula* cf. *multifida* (Chevall.) Fr.:** Itapuã do Oeste-RO, Floresta Nacional do Jamari, fevereiro de 2016, A. Meiras-Ottoni & S.O. Almeida (**AMO708**; DNA: ITS e LSU);

***Pterula moniliformis* (Henn.) Corner:** Recife-PE, Área Urbana, R. Melo, (**AMO473**; DNA: ITS e LSU); Cabedelo-PB, Floresta Nacional da Restinga de Cabedelo, junho de 2015, A. Meiras-Ottoni (**AMO460**); Itapuã do Oeste-RO, Floresta Nacional do Jamari, fevereiro de 2016, A. Meiras-Ottoni & S.O. Almeida (**AMO400**, DNA: ITS e LSU; **AMO401**, DNA: ITS).

***Ramaria* sp. nov. 1:** Campo Novo de Rondônia-RO, Parque Nacional de Pacaás Novos, janeiro de 2015, A. Meiras-Ottoni (**AMO258**; DNA: ITS e LSU).

***Ramaria* sp. nov. 2:** Sena Madureira-AC, Floresta Nacional do Macauã, janeiro de 2015, A. Meiras-Ottoni & S.O. Almeida (**AMO330**; DNA: ITS e LSU); Reserva Extrativista do Cazumbá-Iracema, janeiro de 2016, A. Meiras-Ottoni & S.O. Almeida (**AMO609**; DNA: LSU; **AMO682**; DNA: ITS e LSU).

***Ramaria* cf. *zippelii* var. *gracilis* Corner:** Itapuã do Oeste-RO, Floresta Nacional do Jamari, fevereiro de 2015, A. Meiras-Ottoni & S.O. Almeida (**AMO394**, DNA: ITS e LSU; **AMO397**; **AMO398** DNA: ITS e LSU; **AMO399**; **AMO402**, DNA: ITS e LSU).

***Ramariopsis* sp. nov. 1:** Sena Madureira-AC, Floresta Nacional do Macauã, janeiro de 2015, A. Meiras-Ottoni & S.O. Almeida (**URM 90063**, **AMO333**; DNA: ITS e LSU).

***Trechispora robusta* nov. comb.:** Areia-PB, Parque Estadual Mata do Pau-Ferro, Junho de 2015, C.O. Mendonça (**COM1510**; DNA: ITS e LSU).

***Trechispora* sp. nov. 1:** Cabedelo-PB, Floresta Nacional da Restinga de Cabedelo, junho de 2015, A. Meiras-Ottoni (**AMO450**, DNA: ITS; **AMO451**; **AMO452**; **AMO453**, DNA: ITS; **AMO454**; **AMO455**; **AMO456**, DNA: ITS); Natal-RN, Parque Estadual Dunas do Natal, agosto de 2015, R.S. Chikowski (**AMO476**); Rio Tinto e Mamanguape-PB, Reserva Biológica Guaribas, maio de 2015, A. Meiras-Ottoni (**AMO405**, DNA: ITS; **AMO412**, DNA: ITS; **AMO414**, DNA: ITS e LSU; **AMO415**, DNA: ITS; **AMO416**; **AMO417**; **AMO418**; **AMO420**, DNA: ITS; **AMO421**, DNA: ITS; **AMO422**, DNA: LSU; **AMO423**); Baía Formosa-RN, Reserva Particular do Patrimônio Natural Mata Estrela, maio de 2015, A. Meiras-Ottoni, (**AMO427**, DNA: LSU; **AMO428**; **AMO431**; **AMO432**, DNA: ITS; **AMO434**; **AMO437**; **AMO438**; **AMO440**, DNA: LSU).

***Trechispora* sp. nov. 2:** Itapuã do Oeste-RO, Floresta Nacional do Jamari, fevereiro de 2015, A. Meiras-Ottoni & S.O. Almeida (**AMO389**; **AMO390**, DNA: ITS e LSU; **AMO396**, DNA: ITS e LSU).

***Trechispora* sp. nov. 3:** Porto Velho-RO, Sítio Primavera, 2014, A. Meiras-Ottoni (**SP48**; DNA: ITS e LSU).

**APÊNDICE C – FUNGAL DIVERSITY NOTES 491-602: TAXONOMIC AND
PHYLOGENETIC CONTRIBUTIONS TO FUNGAL TAXA**

Clavulinaceae was described in 1961 by Donk to accommodate the genus *Clavulina*, based on bisterigate, secondarily septate, and stichic basidia. Currently, it includes four genera and belongs to Cantharellales (Kirk et al. 2008). It is characterized by having simple, branched or resupinate basidiomata, monomitic hyphal system, clamped or not hyphae, and cystidia that is present in a few species. The basidia are clavate or subcylindric, with sterigmata generally incurved and the basidiospores are usually globose, subglobose to ellipsoid, smooth, guttulate and inamyloid. They are reported as saprobes, ectomycorrhizal and lichenized (Corner 1950, Donk 1964, Moncalvo et al. 2006, Bernicchia & Gorjón 2010).

Clavulina J. Schröt. accommodates species usually with branched basidiomata, occasionally simple, infundibuliform, effused-coralloid or resupinate, typically with two smooth, hyaline, guttulate basidiospores per basidia, and cornute sterigmata. Additionally, a septum is sometimes formed at the base of the basidia after the release of basidiospores (Corner 1950, 1970; Petersen 1988; Thacker & Henkel 2004; Henkel et al. 2005; Uehling et al. 2012a). *Clavulina* is a genus of ectomycorrhizal fungi with about 75 species widely distributed mainly in tropical regions (Uehling et al. 2012b). Studies about the phylogeny of the genus show its monophyly within Cantharellales (Thacker & Henkel 2004, Moncalvo et al. 2006, Olariaga et al. 2009, Uehling et al. 2012a, 2012b).

***Clavulina grisea* Meiras-Ottoni & Gibertoni, sp. nov.**

MycoBank MB 818101; Facesoffungi number: FoF: xxx ; Figs 2

Etymology: *grisea* (Greek) = greyish, referring to the colour of the basidiomata.

Holotypus: URM 89967.

Basidiomata weakly branched or simple, solitary or in small groups, 2.5–8 cm, branches polychotomous, tips unique or bifurcated to cristae, consistency fleshy when fresh, brittle to crumbling when dry, grey to brownish grey (5C1, 5C2, 5D1) when fresh, stipe well to not delimited 1–2.3 cm, white, beige to light brown (6A1, 6E3, 6E4) when fresh, young specimens white turning ochraceus (5A1, 5C3, 5C4) towards the apex of the branches, hymenium amphigenous developing just below the branching point and extending to the apex of the branches.

Basidiospores globose to subglobose, 5.5–8 (L = 6.63) × 4–6.5 (W = 5.67) µm, Q = 1.18, smooth, hyaline in water, pale yellowish in KOH 3%, with one large oleiferous guttula, thin-walled, with short apiculus (0.7–1 µm), IKI-. **Hyphal system** monomitic, tramal hyphae smooth, parallel, hyaline, 2–10 µm, slightly inflated, clamp connections abundant, subhymenium tightly interwoven.

Cystidia hymenial hyaline, cylindrical with homogeneous to granular cytoplasmic contents, 85–98 × 5.5–10 µm, no clamp connection at the base. **Basidia** elongate-clavate, approximately 31 × 5.5–6 µm, hyaline, guttulate, with 2 cornute sterigmata, 4–6 µm, clamped at the base, but agglutinated and difficult to observe.

Specimens examined: BRAZIL, Acre: Sena Madureira, Floresta Nacional de São Francisco, January 2015, A. Meiras-Ottoni & S.O. Almeida (URM 89966); BRAZIL, Acre: Sena Madureira, Reserva Extrativista Cazumbá-Iracema, January 2015, A. Meiras-Ottoni & S.O. Almeida (URM 89967, **holotypus**; isotype in O); BRAZIL, Acre: Sena Madureira, Reserva Extrativista Cazumbá-Iracema, January 2015, A. Meiras-Ottoni & S.O. Almeida (URM 89968).

Notes: This species is characterized by the slender, flexible, fleshy and greyish basidiomata when fresh, brittle when dry, and by the hymenial, hyaline cystidia with homogeneous to granular contents. *Clavulina grisea* composed of several solitary basidiomata growing on soil covered by rotten leaves and branches.

Other species of *Clavulina* with greyish basidiomata and cystidia have been reported by Corner (1956, 1970) and Petersen (1983). *Clavulina hispidulosa* Corner, however, has subhyaline to

pale yellow or pale brownish, subglobose to obovoid, larger basidiospores (8–12 × 7–10.5 μm), while *C. griseopurpurascens* Corner has hyaline, usually ellipsoid basidiospores (7.5–8.7 × 6–7 μm).

The specimens of *C. grisea* are grouped in a well-supported clade (100/100/1.00) sister of *C. cristata* (80/–/–) (Fig. 1). *Clavulina cristata* (Holmsk.) J. Schröt. is characterized by white, often becoming yellowish, ochraceous or fuliginous basidiomata, branches with acute tips usually becoming cristate, and larger, slightly thick-walled basidiospores (7–11 × 6.5–10 μm).

Another greyish species in the phylogenetic analyses (Fig. 1) are *C. cinerea* (Bull.) J. Schröt., *C. craterelloides* Thacker & T.W. Henkel and *C. griseohumicola* T.W. Henkel, Meszaros & Aime, all without cystidia. Additionally, *C. cinerea* has yellow or ochraceous, subglobose or broadly ellipsoid, basidiospores (6.5–11 × 6–10 μm); *C. craterelloides* has infundibuliform basidiomata, and hyaline, subglobose to broadly ellipsoid, basidiospores [(6.5) 7.5–8 × (5.5) 6–7 (7.5) μm ; and *C. griseohumicola* has dark bluish grey, simple basidiomata, and subglobose basidiospores (8–9.5 × 7–9 μm).

***Clavulina ossea* Meiras-Ottoni & Gibertoni, sp. nov.**

MycoBank MB 818103; Facesoffungi number: FoF: xxx; Figs 3

Etymology: *ossea* (Latin) = bone, referring to appearance basidiomata after drying.

Holotypus: URM 89970.

Basidiomata branched, solitary or in small groups, with fleshy consistency, ~10 cm, polychotomous branches, the tips of branches are unique or rarely cristate, becoming dark, stem visible, sterile, when fresh dark brown (8F6), branches brownish lilac gray (10C2, 16B2), hymenium amphigenous starting just below the branch point and extending to the apex of the branches.

Basidiospores globose to subglobose, 6–9 (L = 7.66) × 5–7.5 (W = 6.56) μm , Q = 1.14, smooth, hyaline, with one large oleiferous guttula, thin-walled, with short apiculus (0.2–1 μm), **IKI-**. **Hypal system** monomitic, tramal hyphae smooth sometimes verrucous, parallel, hyaline, 3–10 μm , some hyphae are wide but not inflated, clamp connections abundant, subhymenium tightly interwoven. **Cystidia** absent. **Basidia** cylindrical, 21–44 × 5–6 μm , hyaline, multi-guttulate, with 2 cornute sterigmata, 4–5 μm , postpartal septa observed on most basidia.

Specimens examined: BRAZIL, Paraíba: Areia, Parque Estadual Mata do Pau-Ferro, June 2015, C.O. Mendonça (URM 89970, **holotypus**; isotype in O).

Notes: This species is characterized by the robust, fleshy, and pale lilac basidiomata when fresh, resembling bones when dry, and hyphae occasionally incrusted. The new species is composed of several solitary or in pairs basidiomata, scattered on soil covered by rotten leaves and branches.

Of the species of *Clavulina* with similar colour (vinaceous, lilac or purple tints), *C. incrassata* can be distinguished by the basidiomata with very rare clamp connections and ferruginous brown, incrusted hyphae (Wartchow 2012); *C. amethystina* (Bull.) Donk by the ovoid-ellipsoid or subglobose, slightly larger basidiospores [7–11 (–12) × 6–8 μm], while *C. amethystinoides* (Peck) Corner by the subglobose to broadly ellipsoid (7–10 × 6–8 μm).

In all phylogenetic analyses, *C. ossea* comes an isolated position within the genus (Fig. 1).

***Clavulina paraincrustata* Meiras-Ottoni & Gibertoni, sp. nov.**

MycoBank MB 818102; Facesoffungi number: FoF: xxx; Figs 4

Etymology: *paraincrustata* (Greek + Latin) = similar to *Clavulina incrassata*, referring to the extracellular incrustations on the hyphae of the context.

Holotypus: URM 89969.

Basidiomata branched in caespitose clusters, more rarely solitary or in pairs, somewhat fused basally, initially monopodial but branching early, with fleshy consistency, ~8 cm, branches occasionally hollow, tips of branches cristate, stipe visible, sterile, when fresh brownish orange (6C7, 6C8), branches violet brown (11F8), hymenium unilateral, appearing initially above first branching point.

Basidiospores globose to subglobose, 6–8 (L = 7.49) × 5–7 (W = 6.32) μm , Q = 1.20, smooth, hyaline, with one large oleiferous guttula, thin-walled, with short apiculus (~1 μm), **IKI-**. **Hyphal system** monomitic, tramal hyphae frequently incrusted, parallel, very compact, brownish, 2–10 μm , not inflated, without clamp connections. **Cystidia** absent. **Basidia** elongate-clavate, 31–48 × 4.5–7 μm , hyaline or with granular cytoplasmic contents, with 2 cornute sterigmata, rarely 3, 4–5 μm , postpartal septa observed on most basidia.

Specimen examined: BRAZIL, Paraíba: Rio Tinto e Mamanguape, Reserva Biológica Guaribas, May 2015, A. Meiras-Ottoni (URM 89969, **holotypus**; isotype in O).

Additional specimen examined: Brazil, Pernambuco: Igarassu, Refúgio Ecológico Charles Darwin, May 2010, F. Wartchow (URM 82947, **holotypus**).

Notes: This species is characterized by the robust and violet brown basidiomata when fresh, brittle when dry, and incrusted hyphae. It is composed of several solitary or in pairs basidiomata, scattered on soil covered by rotten leaves and branches.

Wartchow (2012) described *C. incrustata* Wartchow, the first species of *Clavulina* with incrusted hyphae, based in material collected in Brazil. Despite being microscopically similar, it differs from *C. paraincrustata* by the less robust, paler basidiomata, and the amphigenous hymenium. DNA of the type was tentatively extracted, without success.

Clavulina paraincrustata was grouped (94/94/1.00) with *C. craterelloides* and *C. rosiramea* Uehling, T.W. Henkel & Aime (Fig. 1), from which can be distinguished by the lack of incrusted hyphae. Additionally, *C. craterelloides* has infundibuliform basidiomata, subglobose to broadly ellipsoid basidiospores [(6.5) 7.5–8 × (5.5) 6–7 (7.5) μm], while *C. rosiramea* has simple or slightly branched basidiomata, with orange tints, subglobose to slightly triangular [(6.5) 7–9 (10) × (6) 7–8 (9) μm].

Fig. 1. Phylogenetic tree of the *Clavulina* obtained by analyses from rDNA sequences. Taxa with two accession numbers were analyzed by concatenated ITS and partial LSU rDNA; both regions ITS and partial LSU rDNA was used to analyze the other individuals. Support values (from top) are Maximum Likelihood (ML), Maximum Parsimony (MP) and Bayesian analyses. Sequences obtained in this study are in boldface. Only support values of at least 50% are shown. The tree was rooted with *Hydnellum albomagnum*, *H. repandum* and *H. umbilicatum*.

Fig. 2 *Clavulina grisea* (type, URM 89967) **a-b** basidiomata **c** hyphae with clamps (KOH) **d** basidiospores with apiculus (KOH) **e** cystidia (Melzer). Scale bars a-b = 5 cm, c-e = 10 μm .

Fig. 3. *Clavulina ossea* (type, URM 89970) **a-b** basidiomata **c-d** incrusted hyphae with clamps (Melzer, KOH+floxine, respectively) **e** basidiospores (KOH+floxine, KOH, Melzer, respectively). Scale bars a = 1 cm, b = 2 cm, c-e = 10 μm .

Fig. 4. *Clavulina paraincrustata* (type, URM 89969) **a** basidiomata **b** incrusted hyphae (KOH) **c** basidia (KOH) **d** basidiospores (KOH). Scale bars a = 2.5 cm, b, d = 10 μm , c = 20 μm .

Material and Methods

Morphological studies

The specimens were collected in protected areas the Amazon and Atlantic during the rainy season. The specimens were analyzed macro- (colour, length, width, thickness - when fresh) and micromorphologically (basidia, basidiospores, clamp connection, among others). For microscopic analyzes of the hyphae, fragments of the basidiomata were first hydrated in 3% NaOH for 1-8h, then freehand cuts were made and sections were mounted in 3% KOH with or without 1% aqueous phloxine solution, or Melzer's reagent (Singer 1986). For the other microstructures, only 3% KOH with or without 1% aqueous phloxine solution, or Melzer's reagent were used. Whenever possible, at least 20 of each microstructure were measured (hyphae, basidia and basidiospores). Colour follows Kornerup & Wanscher (1978) and the literature used for identification was Corner (1950, 1970), Petersen (1988) and Uehling et al. (2012b).

Genomic DNA extraction, PCR and sequencing

In the field, fragments were removed from the fresh basidiomata with the aid of a steel blade (previously sterilized with 70% alcohol), and placed in 1.5 ml Eppendorf tubes with silica gel, subsequently the tubes were stored in a freezer (-20° C). DNA was extracted with the DNeasy Plant Mini Kit (Qiagen). The success of the extraction was checked by agarose gel electrophoresis and quality of DNA was valued by spectrophotometry. The DNA was stored in freezer (-20° C) until use in PCR reactions. The ITS region and partial LSU rDNA were amplified by PCR according to Góes-Neto et al. (2005), using the primers ITS4 and ITS5 for ITS region (White et al. 1990) and LR0R and LR5 for the LSU rDNA (Moncalvo et al. 2000). Subsequently, purification was performed by PureLink PCR purification kit (Invitrogen). The sequences were provided by the Platform of Sequencing - LABCEN/CB (Recife, UFPE). Sequence data were compared to gene libraries (EMBL and GenBank) using BLASTn.

Phylogenetic analyses

The phylogenetic tree was generated by concatenated analyses of the ITS region and partial LSU rDNA sequences. Only species with at least the partial LSU rDNA sequences were considered for the phylogeny. The sequences obtained in this study were aligned with other from GenBank in MEGA6 (Tamura et al. 2013) and edited using the Staden Package 2.0 software (Staden et al. 1998). Sequences from *Hydnellum albomagnum* Banker, *H. repandum* L. and *H. umbilicatum* Peck were used as outgroup. Prior to phylogenetic analysis, the model of nucleotide substitution was estimated using Topali 2.5 (Milne et al. 2004). Bayesian (two runs over 2×10^6 generations with a burn in value of 25%) and maximum likelihood (1000 bootstrap) analyses were performed, respectively, in MrBayes 3.1.2 (Ronquist & Huelsenbeck 2003) and PhyML (Guindon & Gascuel 2003) launched from Topali 2.5, using the GTR + G model.

References

Bernicchia A, Gorjón, SP (2010) Corticiaceae s.l. Fungi Europaei 12. Ed Candusso. Italia

Corner EJH, Thind KS, Anand GPS (1956) The Clavariaceae of the Mussoorie hills (India). II. Transactions of the British Mycological Society 39 (4): 475-484

Corner EJH (1950) A Monograph of *Clavaria* and Allied Genera. Oxford University Press, 740 pp

Corner EJH (1970) Supplement to a monograph of *Clavaria* and allied genera. Beihefte zur Nova Hedwigia 33: 1-299

Donk, MA (1964) A conspectus of the families of Aphyllophorales. Persoonia 3 (2): 199-324

Góes-Neto A, Loguercio-Leite C, Guerrero RT (2005) DNA Extraction from frozen field-collected and dehydrated herbarium fungal basidiomata: performance of SDS and CTAB-based methods. *Biotemas* 18(2): 19-32

Guindon S, Gascuel, O (2003) A simple, fast, and accurate algorithm to estimate large phylogenies by maximum likelihood. *Syst Biol* 52: 696-704

Henkel TW, Meszaros R, Aime MC, Kennedy A (2005) New *Clavulina* species from the Pakaraima Mountains of Guyana. *Mycological Progress* 4: 343-350

Kornerup A, Wanscher JH (1978) Methuen handbook of colour, 3rd edn. Eyre Methuen Ltd., London

Milne I, Wright F, Rowe G, Marshal DF, Husmeier D, McGuire G (2004) TOPALi: Software for Automatic Identification of Recombinant Sequences within DNA Multiple Alignments. *Bioinformatics* 20: 806-1807

Moncalvo JM, Lutzoni FM, Rehner SA, Johson J, Vilgalys R (2000) Phylogenetic relationships of agaric fungi based on nuclear large subunit ribosomal DNA. *Systematic Biology* 49(2): 278-305

Moncalvo JM, Nilsson RH, Koster B, Dunham SM, Bernauer T, Matheny PB, McLenon T, Margaritescu S, Weiβ M, Garnica S, Danell E, Langer G, Langer E, Larsson E, Larsson KH, Vilgalys R (2006) The cantharelloid clade: dealing with incongruent gene trees and phylogenetic reconstruction methods. *Mycologia* 98: 937-948

Olariaga I, Begoña MJ, García-Etxerbarria K, Salcedo I (2009) Species delimitation in the European species of *Clavulina* (Cantharellales, Basidiomycota) inferred from phylogenetic analyses of ITS region and morphological data. *Mycol Res* 113: 1261-1270

Petersen, RH (1983) Notes on Clavarioid Fungi XVIII. A Preliminary Outline of *Clavulina* in Southeastern Australia. *Nova Hedwigia*, 37: 19-35

Petersen RH (1988). The clavarioid fungi of New Zealand. *Bulletin of the New Zealand Department of Industrial Research*. 236: 1-170

Ronquist F, Huelsenbeck JP (2003) MrBayes 3: Bayesian phylogenetic inference under mixed models. *Bioinformatics* 19: 1572-1574

Singer R (1986) The Agaricales in Modern Taxonomy. edn 4. 981 pp

Staden R, Beal KF, Bonfield JK (1998) The Staden Package. *Computer Methods in Molecular Biology* 132: 115-130, In: *Bioinformatics Methods and Protocols* Eds Misener, S., Krawetz, S.A. Totowa. The Humana Press

Tamura K, Stecher G, Peterson D, Filipski A, Kumar S (2013) MEGA6: Molecular Evolutionary Genetics Analysis Version 6.0. *Molecular Biology and Evolution* 30:2725-2729

Thacker JR, Henkel TW (2004) New species of *Clavulina* from Guyana. *Mycologia* 96: 650-657

Uehling JK, Henkel TW, Aime MC, Smith ME (2012a) New species of *Clavulina* with effused or resupinate basidiomata from the Guiana Shield. *Mycologia* 104: 547-556

Uehling JK, Henkel TW, Aime MC, Vilgalys R, Smith ME (2012b) New species and distribution records for *Clavulina* (Cantharellales, Basidiomycota) from the Guiana Shield, with a key to the lowland neotropical taxa. *Fungal Biology* 116: 1263-1274

Wartchow F (2012) *Clavulina incrustata*, a new species from Pernambuco, Brazil. *Cryptogamie. Mycologie*, 33 (1): 105-113

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 JJ, White TJ (eds) *PCR protocols: a guide to methods and applications*. Academic Press, San Diego, pp. 315-322

Acknowledgements

We would like to thank Ms. Cléverton de O. Mendonça for collecting the specimen of *C. ossea*; Renato L. M. Alvarenga for the plates; CNPq for the master scholarship of AMO, the Pós-Graduação em Biologia de Fungos (UFPE, Brazil), Capes (Capes-SIU 008/13) and FACEPE (APQ 0375-2.03/15) for financing this research.

