



UNIVERSIDADE FEDERAL DE PERNAMBUCO
CENTRO DE CIÊNCIAS BIOLÓGICAS
DEPARTAMENTO DE MICOLOGIA
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM BIOLOGIA DE FUNGOS

**DIVERSIDADE DE AGARICOMYCETES TERRÍCOLAS (CLAVARIOIDES,
ESTEREOIDES E POROIDES) EM MATA ATLÂNTICA DE PERNAMBUCO,
BRASIL**

LIDIA SILVA ARAUJO NETA

RECIFE
Fevereiro/2013



UNIVERSIDADE FEDERAL DE PERNAMBUCO
CENTRO DE CIÊNCIAS BIOLÓGICAS
DEPARTAMENTO DE MICOLOGIA
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM BIOLOGIA DE FUNGOS

**DIVERSIDADE DE AGARICOMYCETES TERRÍCOLAS (CLAVARIOIDES,
ESTEREOIDES E POROIDES) EM MATA ATLÂNTICA DE PERNAMBUCO,
BRASIL**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Biologia de Fungos do Departamento de Micologia do Centro de Ciências Biológicas da Universidade Federal de Pernambuco, como parte dos requisitos para a obtenção do título de Mestre em Biologia de Fungos.

Área de Concentração: Taxonomia e Ecologia

LIDIA SILVA ARAUJO NETA

Orientadora: Tatiana B. Gibertoni

RECIFE
Fevereiro/2013

Catálogo na fonte
Elaine Barroso
CRB 1728

Araujo Neta, Lidia Silva

Diversidade de Agaricomycetes terrícolas (clavarioides, estereoides e poroides) em Mata Atlântica de Pernambuco, Brasil/ Lidia Silva Araujo Neta– Recife: O Autor, 2013.

87 folhas : il., fig., tab.

Orientadora: Tatiana B. Gibertoni

Dissertação (mestrado) – Universidade Federal de Pernambuco, Centro de Ciências Biológicas, Biologia de Fungos, 2013.

Inclui bibliografia

1. Basidiomycota 2. Fungos do solo 3. Taxonomia (biologia) I. Gibertoni, Tatiana B. (orientadora) II. Título

579.59

CDD (22.ed.)

UFPE/CCB- 2013- 317

**DIVERSIDADE DE AGARICOMYCETES TERRÍCOLAS (CLAVARIOIDES,
ESTEREOIDES E POROIDES) EM MATA ATLÂNTICA DE PERNAMBUCO,
BRASIL**

LIDIA SILVA ARAUJO NETA

Data da defesa: 22 de Fevereiro de 2013

COMISSÃO EXAMINADORA

MEMBROS TITULARES

Dra. Tatiana Baptista Gibertoni – (Orientadora)

Universidade Federal de Pernambuco

Dra. Rosa Mara Borges da Silveira - Examinador Externo

Universidade Federal do Rio Grande do Sul

Dra. Maria Auxiliadora de Queiroz Cavalcanti - Examinador Interno

Universidade Federal de Pernambuco

Ao meu filho Luís Arthur o $H_2O + O_2$ da minha vida, ao meu noivo Renildo Nogueira que amo tanto e à minha família dedico mais uma etapa concretizada, resultado da confiança incondicional. Sem vocês absolutamente nada em minha vida teria sido possível.

“A persistência é o caminho do êxito”

(Charles Chaplin)

“Existem duas formas de se pensar a inteligência humana: uma é tê-la para si, outra é desenvolvê-la junto com o planeta.”

(Autor desconhecido)

Agradecimentos

À Dra. Tatiana Baptista Gibertoni, minha orientadora, os três anos de convívio extremamente proveitoso e saudável, pela orientação crítica e, principalmente, pelo respeito.

Ao Programa de Pós Graduação em Biologia de Fungos pela infraestrutura dos Laboratórios I, II e de Biologia Molecular para conclusão deste trabalho e pelo auxílio coleta anual e ao Departamento de Micologia (UFPE), onde estou concluído mais uma etapa de minha vida.

Ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnologia (CNPQ), pela concessão da bolsa e financiamento do projeto.

À Dra. Leonor Costa Maia, curadora do Herbário Pe. Camille Torrend (URM), por disponibilizar as exsicatas para revisão de Agaricomycetes terrícolas. A todos que trabalham no Herbário, pelo auxílio na localização das exsicatas e no tombamento dos materiais deste trabalho.

Aos responsáveis pelas áreas de coletas (Reserva Biológica de Saltinho, Parque Estadual Dois Irmãos, Jardim Botânico e RPPN Frei Caneca), por permitirem o acesso às áreas e as coletas dos materiais.

A todos que me auxiliaram ou acompanharam nas coletas: Georgea Nogueira, Renata dos Santos, Leandro Agra, Vitor Xavier, Victor Coimbra, Valéria Santana e Marcela Almeida. Ao pessoal dos Laboratórios I e II, pela convivência de todo os dias e pela paciência comigo. E a Nelson Lima pela ajuda na parte prática da biologia molecular.

Ao professor Gladstone Silva, pela ajuda nas análises e construção das árvores filogenéticas do meu trabalho.

Aos meus colegas de turma, pelos momentos agradáveis que passamos juntos durante os dois anos de Mestrado.

Ao meu filho Luís Arthur, por ser meu H_2O+O_2 que me dá vida e ao meu noivo Renildo Nogueira pelo seu amor e paciência. *Aos meus pais, Antônio de Pádua e Maria Luzam, pela inestimável ajuda moral e financeira e pelo apoio irrestrito, sempre. Aos meus irmãos João Alves, Manoel de Melo e Anunciada Martins pelo carinho e apoio moral. À minha irmã Anunciada Martins, pelo apoio moral, pelo amor, e por estar cuidando do meu filho. Aos meus sobrinhos Maria Clara, Carlos Eduardo, Ana Luiza, Ana Vitória e João Victor, amo muito vocês.*

Aos meus amigos do coração Carolina Karen, Georgea Santos, Kleison Lima e Roger Melo pela amizade, paciência e compreensão. À minha amiga e companheira de apartamento Michell pela paciência, amizade e compreensão.

RESUMO

Os Agaricomycetes de solo são representados pelos fungos clavarioides, estereoides, agaricoides e algumas espécies poroides. Esses fungos apresentam um papel fundamental na manutenção desses ecossistemas através da ciclagem de nutrientes e suas diferentes relações ecológicas (saprofitismo, parasitismo e micorrização). Com o objetivo de avaliar a diversidade e as interações ecológicas de Agaricomycetes terrícolas (clavarioides, estereoides e poroides), esses fungos foram investigados em quatro áreas de Mata Atlântica. Das 18 visitas realizadas nas áreas (oito na Reserva Biológica de Saltinho, quatro no Parque Estadual Dois Irmãos, quatro no Jardim Botânico de Recife e duas na RPPN Frei Caneca) entre 2011 e 2012, foram coletados 54 espécimes de Agaricomycetes terrícolas. Além das coletas, foram revisadas 105 exsicatas depositadas do Herbário URM, resultando em um total de 159 espécimes. Foram identificadas 54 espécies distribuídas em 19 gêneros e 10 famílias. Foram encontrados 12 novos registros para a Região Nordeste e um para o bioma Mata Atlântica. Dos 54 espécimes coletados, foram obtidos sete isolados em meio de cultura, distribuídos em quatro gêneros e cinco espécies. Esses isolados foram testados para celulase, amilase, protease, lacase e peroxidase. Todas as cinco espécies foram negativas para a produção de celulase, amilase e protease e positivas para lacase e peroxidase. Em relação aos aspectos ecológicos, verificou-se que o número de espécimes e espécies coletados foi significativamente maior no período chuvoso. Dos 54 espécimes coletados e dos sete isolados, foram obtidas 17 sequências da região ITS: cinco sequências de *Amauroderma schomburgkii*, duas de *A. praetervisum*, uma de *A. sprucei*, uma de *Clavulina amazonensis*, uma de *Clavulinopsis* aff. *flavella*, uma de *Clavariaceae*, três de *Hymenochaete damicornis*, uma de *Lachnocladium schweinfurthianum*, uma de *Podoscypha* sp1, uma de *Ramaria* aff. *tubulosa* e duas de *Podoscypha* cf. *tomentipes* (substrato de madeira).

Palavras-chave: Basidiomycota, fungos de solo, rDNA, taxonomia.

ABSTRACT

The soil Agaricomycetes are represented by clavarioid, stereoid, and some poroid and agaricoid species. These fungi have a role in maintaining these ecosystems through nutrient cycling and their various ecological relationships (as saprophytes, parasites and mycorrhizae). In order to evaluate the diversity and the ecological interactions of terrestrial Agaricomycetes (clavarioids, stereoids and poroids), these fungi were investigated in four areas of the Atlantic Forest in the state of Pernambuco. Fifty four specimens of soil Agaricomycetes were collected during 18 visits to four areas of Atlantic Forest in Pernambuco (eight visits to the Reserva Biológica of Salinho, four to the Parque Estadual of Dois Irmãos, four to the Jardim Botânico of Recife and two to the RPPN Frei Caneca) between 2011 and 2012. Besides the collections, 105 exsiccate deposited in Herbarium URM were reviewed, resulting in a total of 159 specimens, belonging to 54 species, 19 genera and 10 families. There were 12 new records for the Northeast Region and one for the Atlantic Forest biome. Of the 54 specimens, seven isolates were obtained in culture and belonged to four genera and five species. These isolates were tested for cellulase, amylase, protease, laccase and peroxidase. All five species were negative for the production of cellulase, amylase and protease, and positive to laccase and peroxidase. With respect to environmental aspects, the number of specimens and species collected was significantly higher in the rainy season. Of the 54 specimens collected and of the seven isolates 17 sequences of the ITS region were obtained: five sequences of *Amauroderma schomburgkii*, two of *A. praetervisum*, one of *A. sprucei*, one of *Clavulina amazonensis*, one of *Clavulinopsis* aff. *flavella*, one of *Clavariaceae*, three of *Hymenochaete damicornis*, one of *Lachnocladium schweinfurthianum*, one of *Podoscypha* sp1, a *Ramaria* aff. *tubulosa* and two *Podoscypha* cf. *tomentipes* (wood substrate).

Key words: Basidiomycota, soil fungi, rDNA, taxonomy.

Lista de figuras

Figura 1. Locais de coleta.....	28
Figura 2. Número de gêneros e espécies por família em Pernambuco.....	36
Figura 3. Espécies de fungos clavarioides.....	64
Figura 4. Espécies de fungos estereoides.....	64
Figura 5. Espécies de fungos poroides.....	65
Figura 6. Espécies de fungos poroides.....	65
Figura 7. Basidiosporos das espécies de fungos clavarioides.....	66
Figura 8. Número de gêneros e espécies encontrados por família.....	67
Figura 9. Números de espécimes e espécies coletados por áreas.....	68
Figura 10. Números de espécimes e espécies em relação ao período seco e chuvoso.....	69
Figura 11. Culturas dos isolados.....	71
Figura 12. Isolados testados para as enzimas lacase e peroxidase.....	72
Figura 13. Árvore filogenética de representantes da família <i>Clavariaceae</i> obtida a partir de análises de sequências da região ITS do rDNA.....	74
Figura 14. Árvore filogenética de representantes da família <i>Clavulinaceae</i> obtida a partir de análises de sequências da região ITS do rDNA.....	75
Figura 15. Árvore filogenética de representantes da família <i>Podoscyphaceae</i> obtida a partir de análises de sequências da região ITS do rDNA.....	76
Figura 16. Árvore filogenética do gênero <i>Hymenochaete</i> obtida a partir de análises de sequências da região ITS do rDNA.....	77

Lista de tabelas

Tabela 1. Agaricomycetes terrícolas do Brasil	17
Tabela 2. Espécies de Agaricomycetes terrícolas de Mata Atlântica (C - coletado e H - herborizado), indicando as novas ocorrências para o estado de Pernambuco (PE), para região Nordeste (NE), para bioma Mata Atlântica (ATL).....	34
Tabela 3. Espécies de isolados e enzimas testadas.....	69

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO.....	12
2. FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA	14
2.1. Conhecimento de Agaricomycetes terrícolas (clavarioide, estereoide e poroide) no Brasil	14
2.2. Agaricomycetes terrícolas e suas interações ecológicas.....	22
2.3. Agaricomycetes terrícolas e seus aspectos moleculares.....	24
3. MATERIAIS E MÉTODOS.....	27
3.1. Área de estudo.....	27
3.1.1. Áreas adicionais.....	27
3.2. Coletas e identificação.....	29
3.3. Isolamento.....	30
3.4. Detecção enzimática.....	30
3.4.1. Enzimas: celulase, amido e protease	30
3.4.2. Enzimas: lacase e peroxidase.....	31
3.5. Avaliação das raízes.....	31
3.6. Análise molecular.....	31
3.7. Análise filogenética.....	33
3.8. Análise ecológica	33
4. RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	34
4.1. Taxonomia.....	34
4.2. Aspectos ecológicos.....	67
4.2.1. Diversidade.....	67
4.2.2. Interações ecológicas.....	69
4.3. Avaliação molecular.....	72
5. CONCLUSÕES.....	78
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	78

1. INTRODUÇÃO

Os grupos de micro e macro organismos que habitam o solo realizam atividades indispensáveis para a manutenção e sobrevivência das comunidades vegetais e animais. No solo, as principais atividades realizadas pelos organismos micro e macroscópicos são a decomposição da matéria orgânica, produção de húmus, ciclagem de nutrientes e energia, fixação de nitrogênio atmosférico, produção de compostos complexos que causam agregação do solo e decomposição de xenobióticos, proporcionando assim, condições ideais para a biodiversidade extremamente elevada encontrada neste ambiente (Siqueira *et al.* 1994; Moreira *et al.* 2006).

Dentre os organismos que habitam esse ambiente, temos os Agaricomycetes, que compreendem cerca de 21.000 espécies, distribuídas em 17 ordens, que incluem fungos sapróbios, parasitas e micorrízicos (Kirk et al. 2008). Os fungos que fazem parte dessa classe são caracterizados pela formação de basidiomas, em que são produzidos os basídios e basidiosporos (esporos de origem sexuada), e presença de parentossoma perfurado ou imperfurado (Alexopoulos et al. 1996; Kendrick 2000). Apresentam, macroscopicamente, superfície himenial lamelada, poroide (himênio com poros mais ou menos regulares), lisa a tuberculada e basidioma do tipo agaricoide, poliporoide, clavarioide, esteroide, gasteroide, entre outros (Alexopoulos et al. 1996; Webster & Weber 2007; Kirk et al. 2008).

Os Agaricomycetes ocorrem em diversos habitats, sendo encontrados com maior frequência nos ambientes florestais. Neste tipo de ambiente, encontram as melhores condições para seu desenvolvimento, e apresentam um papel fundamental para o equilíbrio e manutenção desses ecossistemas através das diferentes relações ecológicas com seu habitat e as espécies que lá se encontram (Deacon 2006).

Os Agaricomycetes podem se apresentar nos ecossistemas em três tipos de interações ecológicas com o substrato: como sapróbios, parasitas, ou simbiontes (Alexopoulos *et al.* 1996; Kendrick 2000; Stamets 2005).

Como sapróbios, possuem importância essencial nos processos de reciclagem dos ecossistemas. São os principais agentes de decomposição em muitos ambientes terrestres, particularmente importantes na degradação de lignina e ciclagem de celulose e hemicelulose, que juntas respondem por quase 70% de todo o material da parede celular das plantas que é reciclado anualmente (Deacon 2006).

Na relação de parasitismo, o fungo é beneficiado enquanto seu hospedeiro apresenta algum tipo de prejuízo. Muitos fungos são enquadrados nesse tipo de interação parasítica,

quando se associam a diversas espécies de plantas, provocam doenças que podem levar os hospedeiros à morte (Deacon 2006).

Como associação simbiótica, temos, por exemplo, as ectomicorrizas, que estão tipicamente associadas às raízes de plantas, formando uma estrutura conhecida como rede de Hartig, que posteriormente forma um manto circundando as raízes (Hoff *et al.* 2004; Sousa *et al.* 2006). A simbiose ectomicorrízica representa ecologicamente uma das mais proeminentes e cruciais associações mutualistas em habitats terrestres (Rinaldi *et al.* 2008), a qual envolve principalmente espécies de simbiontes arbóreos e arbustivos de todo o mundo, especialmente nas regiões temperadas, nos ecossistemas boreais, bem como em grandes áreas florestadas de regiões tropicais e subtropicais (Cairney & Chambers 1999; Verbeken & Bucyck 2001). A coevolução entre as plantas e os fungos ectomicorrízicos contribuiu para a diversificação tanto das plantas hospedeiras quanto para os fungos simbiontes (Wang & Qiu 2006).

Os Agaricomycetes vêm sendo estudados por apresentarem características ecológicas e biotecnológicas, principalmente por sua capacidade de secretar enzimas hidrolíticas (celulases, amilase, protease entre outras) e ligninolíticas (lacase, manganase, peroxidase e lignina peroxidase), as quais podem apresentar características potenciais para aplicação em diversos processos biotecnológicos (Tuomela *et al.* 2000).

Os processos biotecnológicos utilizando este grupo baseiam-se nos seus produtos metabólicos, como enzimas e polissacarídeos. A importância do aparato enzimático destes fungos está relacionada à bioconversão de resíduos lignocelulósicos, biodegradação de compostos xenobióticos, como, na biorremediação de solos contaminados e no tratamento de efluentes da indústria papelreira e têxtil (Matheus & Okino 1998; Machado *et al.* 2006; McErlean *et al.* 2006).

A Mata Atlântica é a segunda maior floresta pluvial tropical do continente americano. Originalmente, cobria cerca de 1,5 milhões de km², sendo 92% desta área no Brasil, e estendia-se de forma contínua ao longo da costa brasileira, penetrando até o leste do Paraguai e nordeste da Argentina em sua porção sul. (Fundação SOS Mata Atlântica & INPE 2001; Galindo-Leal & Câmara 2005).

Este bioma é um dos 25 *hotspots* mundiais de biodiversidade e está atualmente reduzido a 7,26% da sua área original, a qual é composta por fragmentos florestais isolados, principalmente nas regiões Nordeste e Sudeste do Brasil (Fundação SOS Mata Atlântica & INPE 2001). Embora tenha sido em grande parte destruída, ainda abriga mais de 8.000 espécies endêmicas de plantas vasculares, anfíbios, répteis, aves, mamíferos e outros (Myers *et al.* 2000).

Os trabalhos publicados sobre Agaricomycetes em vegetação de Mata Atlântica envolvem, principalmente, estudos sobre diversidade e ecologia (Gibertoni *et al.* 2006, 2007;

Baltazar *et al.* 2009, 2010). Nenhum deles, entretanto, enfoca Agaricomycetes terrícolas (clavarioides, estereoides e poroides) e suas relações com o substrato.

Dessa forma, este trabalho visa a ampliação do conhecimento sobre a diversidade, taxonomia clássica e molecular, interações ecológicas (saprofitismo, parasitismo, micorrização) e aspectos bioquímicos de Agaricomycetes terrícolas em vegetação de Mata Atlântica de Pernambuco.

2. FUNDAMENTAÇÃO TEORICA

2.1. Conhecimento sobre Agaricomycetes terrícolas (clavarioides, estereoides e poroides) no Brasil

Os fungos constituem um grupo muito grande de organismos encontrados em virtualmente qualquer nicho ecológico e distribuídos em todas as regiões do mundo. Evidenciando a importância de dados moleculares, Blackwell (2011) estimou a diversidade de fungos em aproximadamente 5.1 milhões de espécies. Atualmente, os Agaricomycetes compreendem cerca de 21.000 espécies distribuídas em 17 ordens, das quais Agaricales, Boletales, Cantharellales, Geastrales, Gomphales, Hymenochaetales, Phallales, Polyporales, Russulales, Thelephorales e Trechisporales apresentam representantes de solo (Kirk *et al.* 2008).

No Brasil, os estudos sobre a diversidade fúngica começaram aproximadamente no início do século XIX, através do interesse dos europeus pelo nosso país (Fidalgo 1968). O primeiro registro de Agaricomycetes para o Brasil ocorreu com a coleta de um espécime de *Pycnoporus sanguineus* (L.) Murrill em 1767 na cidade do Rio de Janeiro, sendo essa a coleta, mas antiga da micologia brasileira (Fidalgo 1970).

Atualmente, são listadas 1.778 espécies de Agaricomycetes na Lista de Espécies da Flora do Brasil (<http://floradobrasil.jbrj.gov.br/2012>), das quais 79 são clavarioides, estereoides e poroides provavelmente terrícolas.

Os trabalhos sobre os fungos clavarioides terrícolas para o Brasil são escassos, pois o grupo é pouco estudado. Corner (1950, 1970) citou 34 espécies coletadas em solo, na maioria das vezes, especificando a localidade, enquanto Rick (1959) citou 18 espécies coletadas em solo no Rio Grande do Sul (Tab. 1). Fidalgo & Fidalgo (1970) registraram a ocorrência de *Ramaria flavobrunnescens* em solo no Rio Grande do Sul. Esta espécie é comestível após o cozimento; no entanto, quando crua é perigosa, pois apresenta um princípio ativo tóxico com

efeito cumulativo. Bononi (1979) realizou um trabalho sobre Basidiomycetes na Ilha do Cardoso (São Paulo), no qual citou três espécies terrícolas: *Thelephora paraguayensis*, *T. lutosa* e *Clavulina floridana*. Meijer (2006) apresentou uma lista de macrofungos para o estado do Paraná, citando 30 espécies de fungos clavarioides terrícolas, das quais uma relatada como ectomicorrízica de *Eucalyptus*. Gibertoni *et al.* (2007) citaram *Lachnocladium schweinfurthianum* para Alagoas, Pernambuco e Sergipe, coletada em solo. Posteriormente, Meijer (2008) citou 10 espécies de fungos clavarioides de solo 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, sem especificar, no entanto, se as espécies eram terrícolas. Foram encontrados registros para os estados do Alagoas, Paraná, Rio Grande do Sul, Rio de Janeiro, Sergipe e São Paulo. Gomes-Silva & Gibertoni (2009a) listaram cinco espécies de fungos clavarioides para Amazônia brasileira, também sem especificar o substrato: *Clavulina connata*, *C. delicia* (Berk.) Corner, *C. panurensis*, *C. sprucei* (Berk.) Corner, *Scytinopogon scaber* (Berk. & M. A. Curtis) D. A. Reid. Recentemente, Wartchow (2012a, 2012b) citou *Clavulina amazonensis* como nova ocorrência para o bioma Mata Atlântica e *C. incrustata* como nova espécie para a ciência. As espécies foram coletadas em solo em Pernambuco.

Trabalhos sobre fungos estereoides para o Brasil também são bastante escassos. Reid (1965) citou 11 espécies coletadas em solo. Gibertoni *et al.* (2006) relataram duas espécies de solo para Mata Atlântica: *Podoscypha mellissii* e *P. ovalispora*. Meijer (2006, 2008) citou quatro espécies coletadas em solo para o Paraná: *P. nitidula* var. *nitidula*, *P. petalodes* (Berk.) Boidin subespécie *petalodes*, *P. cf. ravenelii* e *Stereopsis hircens* var. *hircens*. Drechsler-Santos *et al.* (2007) citaram *P. aculeata* como novo registro para o neotropico, a coleta foi em solo. Gibertoni *et al.* (2007) citaram *P. ovalispora* para Alagoas, Pernambuco e Rio Grande do Norte, coletadas em solo. Ryvarden (2010) citou para o Brasil, sem especificar a localidade, *P. aculeata*, *P. corbiformis*, *P. nitidula*, *P. petalodes* e *P. ravenelii*. Todas são espécies terrícolas. Welden (2010) também citou algumas espécies estereoides de solo na região Amazônica do Brasil: *Cotylidia aurantiaca*, *P. bolleana*, *P. nitidula* e *P. thozetii* e *Stereopsis radicans*.

Azevedo & Guerrero (1993) citaram *Hymenochaete damicornis* para o Rio Grande do Sul e registraram sua coleta em solo. Soares & Gugliotta (1998) reportam *Stipitochaete damicornis* (Link) Ryvarden [= *Hymenochaete damicornis*] e *S. reniformis* (Fr.) Ryvarden [= *H. reniformis*] em solo do Parque Estadual da Fonte do Ipiranga no Estado de São Paulo. Meijer (2006, 2008) relatou *H. damicornis* e *H. reniformis* coletadas em solo no Paraná, enquanto Gibertoni *et al.* (2007) citaram *H. damicornis* para Alagoas, Paraíba e Pernambuco, coletada em solo. Baltazar & Gibertoni (2009) listaram duas espécies de *Hymenochaete*: *H. damicornis*

e *H. reniformis* para Mata Atlântica, Gomes-Silva & Gibertoni (2009a) citaram *H. damicornis* para Amazônia brasileira e Gibertoni & Drechsler-Santos (2010) relataram *H. damicornis* para o bioma Cerrado, sendo estas espécies possivelmente coletadas em solo. Apesar de não serem consideradas como fungos estereoides *sensu* Reid (1965), essas espécies se assemelham morfológicamente a esse grupo.

Em relação aos fungos poroides de solo, alguns trabalhos taxonômicos dos gêneros *Amauroderma*, *Coltricia*, *Coltriciella* e *Phylloporia* foram publicados. Rick (1960) citou 11 espécies coletadas em solo no Rio Grande do Sul (Tab. 1). Silveira & Guerrero (1991) citaram *A. camerarium* para o Rio Grande do Sul, espécie coletada em solo, enquanto Gibertoni *et al.* (2007) citaram seis espécies de *Amauroderma* para Alagoas, Paraíba, Pernambuco e Sergipe. Gomes-Silva & Gibertoni (2009a) listaram 16 espécies de *Amauroderma* para a Floresta Amazônica, Baltazar & Gibertoni (2009) citaram 19 para a Mata Atlântica e Gibertoni & Drechsler-Santos (2010) relataram *A. calcigenum* e *A. omphalodes* (Berk.) Torrend para o bioma de Cerrado, não especificando o substrato. Entretanto, muitas espécies de *Amauroderma* são coletadas em solo. Meijer (2006) relatou *Amauroderma* cf. *camerarium*, *Amauroderma* cf. *macrosporum*, *Amauroderma* cf. *Praetervisum* e *A. schomburgkii* para o Paraná, todas coletadas em solo. Campacci & Gugliotta (2009) citaram 20 espécies de *Amauroderma* para o Brasil, das quais *A. oblongisporum* representa primeiro registro para o neotrópicos e a única com indicação de substrato (solo). Gomes-Silva & Gibertoni (2009c) citaram *A. camerarium*, *A. schomburgkii* e *A. sprucei* (Pat.) Torrend para a Amazônia brasileira, todos coletados em solo. Drechsler-Santos *et al.* (2009) relataram duas espécies: *A. camerarium* e *A. praetervisum* para o Semiárido brasileiro, sem especificar o substrato. Gomes-Silva *et al.* (2010) citaram *A. calcigenum* e *A. partitum*, espécies encontradas em solo de Mata Atlântica e Floresta Amazônica. Westphalen *et al.* (2010) citaram *A. brasiliense* (Singer) Ryvar den para Rio Grande do Sul, sem especificar o substrato.

Em relação ao gênero *Coltricia* e *Coltriciella*, Meijer (2006) citou *C. barbata*, *C. cinnamomea* e *C. perennis*, sendo esta ectomicorrízica de *Pinus*, e *C. oblectabilis*, todas coletadas em solo no Paraná. Gibertoni *et al.* (2007) citaram *C. cinnamomea* para Paraíba, Pernambuco e Sergipe, coletada em solo. Gomes-Silva *et al.* (2009b) citaram *C. cinnamomea*, *C. globispora* (nova para ciência) e *C. hamata*, todas encontradas em solo na Amazônia. Baltazar & Gibertoni (2009) relataram *C. barbata*, *C. cinnamomea*, *C. duportii* (Pat.) Ryvar den, *Coltriciella navispora* T. W. Henkel, Aime & Ryvar den e *C. oblectabilis* para a Mata Atlântica no estado do Paraná, Paraíba, Pernambuco e Sergipe, Gibertoni & Drechsler-Santos (2010) citaram *C. hamata* para o bioma Cerrado e Gomes-Silva & Gibertoni (2009a) citaram *C. cinnamomea*, *C. hamata* e *C. fragilissima* para a Floresta Amazônica, sem especificar o

substrato. Baltazar *et al.* (2010) relataram oito espécies de *Coltricia* coletadas em solo: *C. barbata*, *C. cinnamomea*, *C. globispora*, *C. hamata*, *C. montagnei*, *C. perennis*, *C. permollis* e *C. velutina*, sendo as duas últimas espécies novas para ciência.

Em relação ao gênero *Phylloporia*, Meijer (2006, 2008) citou *P. spathulata* para o estado do Paraná, enquanto Gibertoni *et al.* (2007) citaram *P. pectinata* para Pernambuco e Rio Grande do Norte. Gomes-Silva *et al.* (2009a) citaram *P. spathulata* em solo de Floresta Amazônica, Baltazar & Gibertoni (2009) relataram esta espécie para Mata Atlântica e Gibertoni & Drechsler-Santos (2010) a citaram para o bioma Cerrado, não especificando seu substrato.

Desse modo, são confirmadas, como terrícolas, 125 espécies de Agaricomycetes (clavarioides, estereoides e poroides) para o Brasil (Tab. 1).

Tabela 1. Agaricomycetes terrícolas no Brasil (*sem especificar localidade, apenas referência ao Brasil).

Espécies	Estado	Referências
<i>Aphelariaceae</i>		
<i>Aphelaria aurantiaca</i> (Henn.) Corner	Amazonas	Corner (1950)
<i>A. trachodes</i> (Berk.) Corner	*	Corner (1950)
<i>Clavariaceae</i>		
<i>Clavaria amethystina</i> (Holmsk.) Pers.	Rio Grande do Sul	Rick (1959)
<i>C. cinereoatra</i> Rick	*	Corner (1950)
<i>Clavaria cf. fragilis</i> Holmsk.	Paraná	Meijer (2006)
<i>C. lilacina</i> Fr.	Rio Grande do Sul	Rick (1959)
<i>C. paludicola</i> Lib.	Rio Grande do Sul	Rick (1959)
<i>C. parallela</i> Rick	Rio Grande do Sul	Rick (1959)
<i>C. robusta</i> Rick	Rio Grande do Sul	Rick (1950)
<i>C. rydleyi</i> Mass.	Rio Grande do Sul	Rick (1959)
<i>C. scabra</i> Berk.	Amazonas	Corner (1950)
<i>C. zollingerii</i> Lév.	Paraná	Meijer (2006, 2008)
<i>Clavulinopsis amoena</i> (Zoll. & Moritzi) Corner	Amazonas	Corner (1970)
<i>Clavulinopsis cf. aurantiocinnabarina</i> Schwein.	Paraná	Meijer (2006, como <i>Clavaria cf. aurantiocinnabarina</i> Schwein.)
<i>C. corniculata</i> (Schaeff.) Corner	*	Corner (1970)
<i>C. corniculata</i> f. <i>simplex</i> Donk	Mato Grosso do Sul	Corner (1970)
<i>C. depokensis</i> (Overeem) Corner	Paraná	Meijer (2006, como <i>Clavaria depokensis</i> Overeem)
<i>C. laeticolor</i> (Berk. & M.A. Curtis) R.H. Petersen	Rio Grande do Sul	Corner [1970, como <i>Clavulinopsis pulchra</i> (Peck) Corner]
<i>C. puiggarii</i> (Speg.) Corner	*	Corner (1950)

<i>Clavulinopsis</i> aff. <i>spiralis</i> Jungh.	Paraná	Meijer (2006, como <i>Clavaria</i> aff. <i>spiralis</i> Jungh.)
<i>Ramariopsis corniculata</i> (Schaeff.) R.H. Petersen	Paraná	Meijer (2006)
<i>R. dealbatus</i> (Berk.) R.H. Petersen	Mato Grosso, Paraná, Rio Grande do Sul	Corner [1970, como <i>Scytinopogon dealbatus</i> (Berk.) Corner] Meijer (2006, como <i>S. dealbatus</i>)
<i>R. kunzei</i> (Fr.) Corner	Paraná, Rio Grande do Sul	Corner (1970) * Meijer (2006) Rick (1959, como <i>Clavaria kunzei</i> Fr.)
<i>R. pulchella</i> (Boud.) Corner	Rio de Janeiro	Corner (1970)
<i>Scytinopogon angulisporus</i> (Pat.) Corner	Pará, Paraná, Rio de Janeiro, Rio Grande do Sul, São Paulo	Corner (1970) Meijer (2006)
<i>S. robustus</i> (Rick) Corner	Paraná, Rio de Janeiro, Rio Grande do Sul	Corner (1970) Meijer (2006)
<i>Clavulinaceae</i>		
<i>Clavulina amazonensis</i> Corner	Amazonas, Pernambuco	Corner (1970) Wartchow (2012b)
<i>C. cartilaginea</i> (Berk. & M.A. Curtis) Corner	Rio Grande do Sul	Rick (1959, como <i>Lachnocladium cartilagineum</i> Berk. & M.A. Curtis)
<i>C. cinerea</i> (Bull.) J.Schröt.	Rio de Janeiro, Rio Grande do Sul	Corner (1950, 1970) Rick (1959)
<i>C. cirrhata</i> (Berk.) Corner	*	Corner (1950)
<i>C. connata</i> (Berk.) Corner	Amazonas	Corner (1950)
<i>Clavulina</i> cf. <i>coralloides</i> (L.) J. Schröt.	Paraná	Meijer (2008)
<i>C. delicia</i> (Berk.) Corner	Rio Grande do Sul	Rick (1959, como <i>Clavaria delicia</i> Berk.)
<i>C. floridana</i> (Singer) Corner	São Paulo	Bononi (1979)
<i>C. incrustata</i> Wartchow	Pernambuco	Wartchow (2012a)
<i>C. panurensis</i> (Berk.) Corner	Amazonas	Corner (1950)
<i>C. puiggarii</i> (Speg.) Corner	Paraná	Meijer (2006)
<i>Clavulina</i> aff. <i>rugosa</i> (Bull.) J. Schröt.	Paraná	Meijer (2006, 2008)
<i>Multiclavula clara</i> (Berk. & M.A. Curtis) R.H. Petersen	Rio Grande do Sul	Rick (1959, como <i>Clavaria flavella</i> Berk. & M.A. Curtis)
<i>Fomitopsidaceae</i>		
<i>Phaeolus schweinitzii</i> (Fr.) Pat.	Rio Grande do Sul	Rick (1960, como <i>Polyporus schweinitzii</i> Fr.)
<i>Postia floriformis</i> (Quél.) Jülich	Rio Grande do Sul	Rick [1960, como <i>Polyporus floriformis</i> (Quél.) Jülich]

<i>Ganodermataceae</i>		
<i>Amauroderma auriscalpium</i> (Pers.) Torrend	Rio Grande do Sul	Rick (1960)
<i>A. camerarium</i> (Berk.) J.S. Furtado	Amazonas, Paraná, Rio Grande do Sul	Silveira & Guerrero (1991) Meijer (2006) Gomes-Silva & Gibertoni (2009c)
<i>A. calcigenum</i> (Berk.) Torrend	Rio Grande do Sul, Rondônia	Gomes-Silva <i>et al.</i> (2010) Rick (1960)
<i>Amauroderma</i> cf. <i>aurantiacum</i> (Torrend) Gibertoni & Bernicchia	Paraná, Pernambuco, Sergipe	Meijer (2006, como <i>Amauroderma</i> cf. <i>macrosporum</i> J. S. Furtado) Gibertoni <i>et al.</i> (2007, como <i>A. macrosporum</i> J. S. Furtado)
<i>A. oblongisporum</i> J. S. Furtado	São Paulo	Campacci & Gugliotta (2009)
<i>A. omphalodes</i> (Berk.) Torrend	Alagoas, Pernambuco	Gibertoni <i>et al.</i> (2007)
<i>Amauroderma</i> cf. <i>praetervisum</i> (Pat.) Torrend	Paraíba, Paraná, Pernambuco	Meijer (2006) Gibertoni <i>et al.</i> (2007)
<i>A. partitum</i> (Berk.) Wakef.	Pernambuco, Rondônia	Gomes-Silva <i>et al.</i> (2010)
<i>A. schomburgkii</i> (Mont. & Berk.) Torrend	Amazonas, Paraná, Pernambuco, Sergipe	Meijer (2006) Gomes-Silva & Gibertoni (2009c) Gibertoni <i>et al.</i> (2007, como <i>Amauroderma gusmanianum</i> Torrend)
<i>A. sprucei</i> (Pat.) Torrend	Rio Grande do Sul, Sergipe	Rick (1960) Gibertoni <i>et al.</i> (2007)
<i>A. variabile</i> (Berk.) Lloyd ex Wakef	Rio Grande do Sul	Rick (1960)
<i>Gomphaceae</i>		
<i>Ramaria abietina</i> Pers.	Rio Grande do Sul	Rick (1959)
<i>R. aureofulva</i> Corner	Paraná	Corner (1970) * Meijer (2006, 2008)
<i>Ramaria</i> cf. <i>camellia</i> Corner	Paraná	Meijer (2006, 2008)
<i>R. cyanocephala</i> (Berk. & M.A. Curtis) Corner	Paraná, Rio de Janeiro	Corner (1970) Meijer [2006, como <i>Ramaria grandis</i> f. <i>cyanocephala</i> (Berk. & M.A. Curtis) R.H. Petersen]
<i>R. flavobrunnescens</i> (G.F. Atk.) Corner	Rio Grande do Sul	Fidalgo & Fidalgo (1970)
<i>R. geesteranii</i> de Meijer	Paraná	Meijer (2008)
<i>R. guyanensis</i> (Pat.) Corner	Rio Grande do Sul	Corner (1970) *

		Rick [1959, como <i>Clavaria guyanensis</i> (Pat.) Rick]
<i>R. moelleriana</i> var. <i>crispuloides</i> Corner	Rio de Janeiro	Corner (1970)
<i>R. moelleriana</i> var. <i>moellariana</i> (Bres. & Roum.) Corner	Paraná	Meijer (2008)
<i>Ramaria</i> cf. <i>pancaribbea</i> R.H. Petersen	Paraná	Meijer (2006, 2008)
<i>R. reticulata</i> (Berk. & Cooke) Corner	Amazonas	Corner (1950, como <i>Lachnocladium reticulatum</i> Berk. & Cooke) Corner (1970) *
<i>R. reticulata</i> var. <i>macrospora</i> Corner	Paraná	Meijer (2006)
<i>R. reticulata</i> var. <i>reticulata</i> (Berk. & Cooke) Corner	Paraná	Meijer (2006)
<i>R. stricta</i> var. <i>concolor</i> Corner	Rio de Janeiro	Corner (1970)
<i>R. toxica</i> L.S. Domínguez & R.H. Petersen	Paraná	Meijer (2006)
<i>R. tubulosa</i> (Fr.) Corner	*	Corner (1950)
<i>Ramaria</i> sp. A (aff. <i>patagonica</i>)	Paraná	Meijer (2006, 2008)
<i>Ramaria</i> sp. B (subgen. <i>Echinoramaria</i>)	Paraná	Meijer (2006, 2008)
<i>Hymenochaetaceae</i>		
<i>Clavariachaete peckoltii</i> (Lloyd) Corner	Rio de Janeiro	Corner (1970)
<i>Coltricia barbata</i> Ryvarden & de Meijer	Paraná	Meijer (2006) Baltazar <i>et al.</i> (2010)
<i>C. cinnamomea</i> (Jacq.) Murrill	Paraná, Pernambuco, Rio Grande do Sul, Rondônia	Meijer (2006) Baltazar <i>et al.</i> (2010) Rick [1960, como <i>Polystictus oblectans</i> (Berk.) Cooke]
<i>C. globispora</i> Gomes-Silva, Ryvarden & Gibertoni	Rondônia	Gomes-Silva <i>et al.</i> (2009b) Baltazar <i>et al.</i> (2010)
<i>C. hamata</i> (Romell) Ryvarden	Pará, Roraima	Baltazar <i>et al.</i> (2010)
<i>C. montagnei</i> (Fr.) Murrill	Amazonas	Baltazar <i>et al.</i> (2010)
<i>C. perennis</i> (L.) Murrill	Paraná	Meijer (2006) Baltazar <i>et al.</i> (2010)
<i>C. permollis</i> Baltazar & Gibertoni	Pernambuco	Baltazar <i>et al.</i> (2010)
<i>C. velutina</i> Baltazar & Gibertoni	Pernambuco	Baltazar <i>et al.</i> (2010)
<i>Coltriciella oblectabilis</i> (Lloyd) Kotl., Pouzar & Ryvarden	Paraná, Rondônia	Meijer (2006) Baltazar <i>et al.</i> (2010)
<i>Hymenochaete damicornis</i> (Link) Lév.	Alagoas, Paraíba, Paraná, Pernambuco	Meijer (2006) Gibertoni <i>et al.</i> (2007)
<i>H. reniformis</i> (Fr.) Lév.	Paraná	Meijer (2006)
<i>Inonotus radiatus</i> (Sowerby) P. Karst.	Rio Grande do Sul	Rick [1960, como <i>Polyporus radiatus</i> (Sowerby) Fr.]

<i>Phylloporia pectinata</i> (Klotzsch) Ryvarden	Rio Grande do Norte	Gibertoni <i>et al.</i> (2007)
<i>P. spathulata</i> (Hook) Ryvarden	Paraná, Rio Grande do Sul	Meijer (2006, 2008) Rick [1960, como <i>Polystictus luteonitidus</i> (Berk.) Cooke]
<i>Lachnocladiaceae</i>		
<i>Lachnocladium asterosetosum</i> Henn.	Rio Grande do Sul	Rick (1959)
<i>L. brasiliense</i> (Lév.) Pat.	Bahia	Corner (1970)
<i>L. denudatum</i> Corner	Pará	Corner (1970)
<i>L. dubiosum</i> Bres.	Rio Grande do Sul	Rick (1959)
<i>L. flavidum</i> Corner	*	Corner (1970)
<i>L. furcellatum</i> (Fr.) Pat.	Rio Grande do Sul	Rick (1959)
<i>L. manaosense</i> Henn.	Amazonas	Corner (1950)
<i>L. moelleri</i> Henn.	Rio Grande do Sul	Rick (1959)
<i>L. schweinfurthianum</i> Henn.	Alagoas, Pernambuco, Sergipe	Gibertoni <i>et al.</i> (2007)
<i>L. strictissimum</i> Henn.	Rio Grande do Sul	Rick (1959)
<i>L. tubulosum</i> (Fr.) Lév.	Bahia, Minas Gerais, Rio Grande do Sul	Corner (1970)
<i>Meruliaceae</i>		
<i>Abortiporus biennis</i> (Bull.) Singer	Rio Grande do Sul	Rick (1960, como <i>Polyporus rufescens</i> Pers.)
<i>Podoscypha aculeata</i> (Berk. & M.A. Curtis) Boidin	Pernambuco	Drechsler-Santos <i>et al.</i> (2007) Ryvarden (2010)
<i>P. bolleana</i> (Mont.) Boidin	Amazonas	Welden (2010)
<i>P. corbiformis</i> (Fr.) D.A. Reid	Rio Grande do Sul	Reid (1965)
<i>P. mellissii</i> (Berk. ex Sacc.) Bres.	Pernambuco	Gibertoni <i>et al.</i> (2006)
<i>P. nitidula</i> var. <i>nitidula</i> (Berk.) Pat.	Paraná	Meijer (2006)
<i>P. ovalispora</i> D.A. Reid	Alagoas, Pernambuco, Rio Grande do Norte	Gibertoni <i>et al.</i> (2006) Gibertoni <i>et al.</i> (2007)
<i>P. petalodes</i> (Berk.) Boidin	Amazonas	Reid (1965)
<i>P. ravenelii</i> (Berk. & M.A. Curtis) Pat.	Paraná, Rio Grande do Sul, Santa Catarina	Reid (1965) Meijer (2006)
<i>P. thozetii</i> (Berk.) Boidin	Roraima	Welden (2010)
<i>Stereopsis burtiana</i> (Peck) D.A. Reid	Pernambuco	Reid [1965, como <i>Stereopsis butianum</i> (Peck) D.A. Reid]
<i>S. hiscens</i> (Berk. & Ravenel) D.A. Reid	Paraná, Rio Grande do Sul	Reid (1965) Meijer (2006)
<i>S. hiscens</i> var. <i>macrospora</i> D.A. Reid	Amazonas	Reid (1965)
<i>S. radicans</i> (Berk.) D.A. Reid	Amazonas, Mato Grosso, Rio Grande do Sul, Roraima	Reid (1965) Welden (2010)
<i>Pterulaceae</i>		
<i>Pterula brunneosetosa</i> Corner	Paraná	Meijer (2006)
<i>P. gordinus</i> var. <i>macrospora</i> Corner	Paraná	Meijer (2006)
<i>Pterula</i> cf. <i>multifida</i> (Chevall.) Fr.	Paraná	Meijer (2006)

<i>P. plumosoides</i> Corner	Paraná	Meijer (2006)
<i>P. moniliforme</i> (Henn.) Corner	São Paulo	Corner (1950, como <i>L. moniliforme</i> Henn.)
<i>P. tenuissima</i> (M.A. Curtis) Corner	Paraná	Meijer (2006)
<i>Pterula</i> cf. <i>typhuloides</i> Corner	Paraná	Meijer (2006)
<i>Pterula</i> cf. <i>uleana</i> Henn.	Paraná	Meijer (2006)
<i>Thelephoraceae</i>		
<i>Thelephora lutosa</i> Schwein	São Paulo	Bononi (1979)
<i>T. paraguayensis</i> Corner	São Paulo	Bononi (1979)
<i>Polyporaceae</i>		
<i>Polyporus anthracophilus</i> Cooke	Rio Grande do Sul	Rick (1960, como <i>Polyporus rosettus</i> Lloyd)
Incertae sedis (fungos estereoides)		
<i>Cotylidia aurantiaca</i> (Pat.) A.L. Welden	Acre, Amazonas, Rio Grande do Sul, Rio de Janeiro,	Reid (1965) Welden (2010)
<i>C. aurantiaca</i> var. <i>alba</i> D.A. Reid	Mato Grosso do Sul	Reid (1965)
<i>C. diaphana</i> (Schwein.) Lentz	Rio Grande do Sul	Reid (1965)
<i>Cyphellostereum pusiolum</i> (Berk. & M.A. Curtis) D.A. Reid	Minas Gerais, Rio de Janeiro, Santa Catarina	Reid (1965)

2.2. Agaricomycetes terrícolas e suas interações ecológicas

Os Agaricomycetes formam três tipos de interações ecológicas nos ecossistemas florestais: micorrização (ectomicorrízica), parasitismo e saprofitismo.

Recentemente, estudos moleculares indicaram que os gêneros *Clavulina*, *Coltricia*, *Coltriciella* e *Ramaria* apresentam espécies ectomicorrízicas [ex.: *Clavulina sprucei* (Berk.) Corner, *Coltricia montagnei* (Fr.) Murrill e *Coltriciella oblectabilis* (Lloyd) Kotl., Pouzar & Ryvardeen e *Ramaria* cf. *flavicingula* R. H. Petersen] (Chen *et al.* 2001; Thaker & Henkel 2004; Tedersoo *et al.* 2007; Henkel *et al.* 2005; 2011; 2012). Algumas espécies de *Ramaria* como *R. fennica* var. *fumigata* (Peck) Schild, *R. albidoflava* Schild, *R. aurea* (Schaeff.) Quél., *R. fagetorum* Maas Geest. ex. Schild e *R. flavescens* (Schaeff.) R. H. Petersen, foram confirmadas como espécies ectomicorrizas através da análise de isótopos de C¹³ e N¹⁵ (Agerer *et al.* 2012).

Alguns representantes dos gêneros *Amauroderma*, *Ganoderma* e *Rigidoporus*, que apresentam espécies terrícolas, podem ser encontrados em associação com árvores vivas, parasitando raízes [ex.: *Amauroderma* cf. *parasiticum* Corner, *G. curtisii* (Berk.) Murrill e *R. microporus* (Sw.) Overeem] (Ryvardeen & Johansen 1980; Gilbertson & Ryvardeen 1986, 1987; Ryvardeen 2004; Glen *et al.* 2009; Farid *et al.* 2009).

Entretanto, em sua maioria, os Agaricomycetes terrícolas, incluindo os clavarioides, estereoides e poroides são sapróbios em solo, atuando como decompositores de restos vegetais, exercendo um papel essencial nos ecossistemas arbóreo-arbustivos, na reciclagem de nutrientes e do carbono removido da atmosfera pelos organismos autotróficos (Corner 1950; Boddy *et al.* 2008; Agerer *et al.* 2012).

Os Agaricomycetes têm sido usados como produtores de diferentes enzimas (celulase, amilase, protease, pectinase, fenoloxidase, lacase e peroxidase), devido ao seu aparato enzimático capaz de degradar as mais variadas moléculas. As enzimas são usadas, em grande escala, nas indústrias de tecidos, detergentes, alimentos, couro e na biodegradação de corantes e poluentes (Bononi & Grandi 1998; Matheus & Okino 1998; Machado *et al.* 2006; McErlean *et al.* 2006; Souza *et al.* 2008). Entretanto, os Agaricomycetes (clavarioides, estereoides e poroides) terrícolas são pouco estudados em relação aos aspectos biotecnológicos.

O conhecimento da produção enzimática de degradação dos Agaricomycetes está limitado, em sua maioria, por espécies de substrato de madeira, tais como *Phanerochaete chrysosporium* Burds. e *Trametes versicolor* (L.) Lloyd. Estas espécies não são conhecidas por serem importantes membros da comunidade do solo e pouco se sabe sobre fungos do solo que são importantes na degradação de celulose e lignina. Estimativas sobre a presença e diversidade de Agaricomycetes de solo são geralmente baseadas em pesquisas de seu basidioma, que são de ocorrências efêmeras e irregulares (Thorn *et al.* 1996; Steffen *et al.* 2000).

Trabalhos focando as espécies propriamente de solo, bem como interesses biotecnológicos do grupo são escassos. Segundo Baldrian (2008), as principais lacunas em nosso atual conhecimento estão na ecologia da produção das enzimas em condições naturais e na estimativa do papel desses decompositores de complexos processos biológicos em solo.

A lignina, que é um polímero orgânico natural amplamente distribuído, é decomposta muito lentamente no ambiente, devido à sua estrutura química complexa. Dessa maneira, ao longo da evolução, apenas os Agaricomycetes tornaram-se capazes de mineralizar de forma eficiente esse polímero. A biodegradação da lignina realizada por estes fungos é um processo dividido em várias etapas mediadas por enzimas do complexo ligninolítico [lacase, lignina peroxidase (LIP) e manganês peroxidase (Mnp)] (Erden *et al.* 2009; Souza & Rosado 2009).

A celulose é, dentre os materiais naturais encontrados no meio ambiente, o biopolímero mais abundante do planeta. A degradação da celulose é realizada por celulasas, enzimas que constituem um complexo capaz de atuar sobre materiais celulósicos, promovendo sua hidrólise. Estas enzimas são biocatalisadores altamente específicos que atuam na liberação de açúcares, dos quais glicose é o que desperta maior importância industrial, devido à possibilidade de se converter em etanol (Castro & Pereira-Jr 2010).

Outras enzimas de interesse (amilases, protease e pectinases) apresentam-se como um complexo enzimático simples, produzidas por diversos macro e microrganismos na natureza, principalmente fungos. São utilizadas nas indústrias de alimentos, em processos industriais de couro e peles, na clarificação de sucos de frutas, formando o principal grupo de enzimas utilizadas na biotecnologia industrial (Souza *et al.* 2008).

Peláez *et al.* (1995) realizaram um trabalho sobre a produção de enzimas envolvidas na degradação da lignina (lacase e peroxidase). Utilizaram 90 culturas representando 68 espécies de Agaricomycetes, das quais duas são fungos clavarioides de solo [*Clavariadelphus pistillaris* (L.) Donk e *Clavulina cristata* (Holmsk.) J. Schröt.]. *C. pistillaris* foi positiva apenas para lacase após 21 dias de incubação e a *C. cristata* não apresentou atividade para nenhuma das enzimas testadas.

As espécies agaricoides *Agaricus bisporus* (J. E. Lange) Imbach (Bonnen *et al.* 1994), *Collybia dryophila* (Bull.) P. Kumm (Steffen *et al.* 2002a) e *Stropharia rugosoannulata* Farl. ex Murrill (Steffen *et al.* 2002b) foram estudadas em relação à produção de enzimas lignolíticas. Estas espécies se mostraram como ótimas produtoras de lacase e peroxidase.

Recentemente, foi realizado um trabalho reportando a capacidade de produção de enzimas de interesse biotecnológico dos Agaricomycetes, no qual foi citada apenas uma espécie de solo (*Cantharellus guyanensis* Mont.) (Souza *et al.* 2008). Esta espécie mostrou um bom potencial para produção de protease, celulase e fenoloxidase. Já para amilase e pectinase, foi negativa.

Segundo Baldrian (2008), em comparação com os Agaricomycetes que ocorrem em madeira, muito menos se sabe sobre a ocorrência, propriedades e funções das enzimas dos que ocorrem em solo. Provavelmente por esse substrato ser um ambiente bastante heterogêneo, que pode dificultar a detecção e estimativa de atividades enzimáticas.

2.3. Agaricomycetes terrícolas e seus aspectos moleculares

Atualmente, os Agaricomycetes vêm sendo estudados em relação aos seus aspectos filogenéticos baseados em genes de rRNA e rDNA (Hibbett *et al.* 2005, Hibbett 2007). As espécies da ordem Agaricales, também representantes dos Agaricomycetes, vêm sendo bastante estudadas filogeneticamente e representam boa parte dos fungos terrícolas (Matheny *et al.* 2006). Sobre os Agaricomycetes terrícolas (clavarioides, estereoides e poroides), pouco se sabe sobre sua filogenia e os trabalhos realizados em relação a esse aspecto são escassos.

Sobre os fungos clavarioides, Pine *et al.* (1999) realizaram um trabalho sobre as relações filogenéticas de fungos cantarelóides e clavarioides (Homobasidiomycetes) usando a região

SSU do rDNA e mt-DNA. Foram analisadas 65 espécies de homobasidiomycetes, incluindo 23 espécies de fungos cantarelóides e clavarióides. As espécies dos gêneros *Cantharellus*, *Craterellus*, *Clavulina* e *Stichoclavaria* estão intimamente relacionadas como espécie do gênero *Hydnum*, formando um clado com espécies estíquicas (“stichic”). As espécies do gênero *Clavariadelphus* estão intimamente relacionadas com as espécies dos gêneros *Gomphus* e *Ramaria*, que estão incluídas no clado “gomphoid-phaloid”. As espécies dos gêneros *Clavaria*, *Clavulinopsis*, *Pterula* e *Typhula* estão inclusas no clado “euagaric”.

Posteriormente, Thacker & Henkel (2004) descreveram duas novas espécies de *Clavulina*, enquanto Henkel *et al.* (2005) descreveram cinco espécies do mesmo gênero, ambos trabalhos realizados na Guiana utilizando dados morfológicos e moleculares.

García-Sandoval *et al.* (2005) analisaram as relações filogenéticas do gênero *Ramariopsis* e táxons aliados através de análise cladística de 36 caracteres morfológicos, citológicos e bioquímicos. Foram apresentadas 23 espécies distribuídas em seis gêneros. Os representantes de *Ramariopsis sensu* Corner formaram um grupo monofilético, sustentado pelos seus basidiosporos e derivação da sua ornamentação. Além disso, foi proposta uma combinação nova para *R. antillarum* (Pat.) R. H. Petersen [= *Clavulinopsis antillarum* (Pat.) Courtec.].

Dentinger & McLaughlin (2006) realizaram um trabalho de reconstrução filogenética da família *Clavariaceae* usando sequências da região LSU do rDNA, segregando um novo gênero de *Clavaria* (*Alloclavaria*) para acomodar *C. purpurea* O. F. Müll. que se encontra 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.] através 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. A região estudada mostrou-se adequada para separar filogeneticamente as espécies de *Clavulina*.

Maneevun & Sanoamuang (2010) realizaram um trabalho utilizando oito espécies de fungos clavarióides, cuja identificação foi baseada nas suas características morfológicas e moleculares. 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 clavarióides com basidioma de forma simples em níveis específicos, confirmando a identidade de *Clavaria falcata* Pers., *C. rosea* Dalman, *C. vermicularis* Batsch, *C. aurantiocinnabarina* 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 relação aos fungos estereoides, Sjökvist *et al.* (2012) realizaram um trabalho sobre evolução de basidiomas de fungos estereoides estipitados utilizando análises moleculares. Todas as espécies de fungos estereoides estipitados foram incluídas em alguma ordem já descrita, exceto *Stereopsis radicans* (Berk.) D. A. Reid, que não pode ser enquadrada em nenhuma das ordens aceitas em Agaricomycetes. O gênero *Stereopsis* não é monofilético, pois *S. radicans* forma um clado bem sustentado com *Clavulicium globosum* Hjortstam & Ryavarden, indicando uma linhagem separada em Agaricomycetes, enquanto *S. vitellina* (S. Lundell) D. A. Reid foi enquadrada em Atheliales. *Stereopsis humphreyi* (Burt) Redhead & D. A. Reid foi confirmada como um membro de Agaricales. Os gêneros *Cotylidia* e *Cyphellostereum* formaram um grupo monofilético com os membros de Hymenochaetales. Todas as espécies de *Cymatoderma* e *Podoscypha* foram enquadradas em Polyporales.

Wagner & Fischer (2001) realizaram um trabalho de classificação e relações filogenéticas de *Hymenochaete* e gêneros aliados, utilizando a região LSU do rDNA de 18 espécies do gênero, incluindo um espécime de *Stipitochaete darmicornis*, uma espécie terrícola. O gênero *Hymenochaete* é polifilético, e um novo gênero, *Pseudochaete*, foi proposto para acomodar *H. tabacina*, que está mais estreitamente relacionada com as Hymenochaetales poroides *Onnia* e *Porodaedalea*. O gênero *Stipitochaete* não é um gênero separado de *Hymenochaete*.

Sobre os fungos poroides terrícolas, Wagner & Ryvarden (2002) realizaram um trabalho de filogenia e taxonomia do gênero *Phylloporia*, baseado em 28 táxons, incluindo seis espécies de *Phylloporia*, uma das quais terrícolas [*P. spathulata* (Hook) Ryvarden]. Foi utilizada a região da subunidade grande do rDNA (28S) para as análises filogenéticas. As análises moleculares, bem como as características morfológicas, mostraram que o gênero *Phylloporia* é monofilético.

Tedersoo *et al.* (2007) encontraram espécies de *Coltricia* e *Coltriciella* como ectomicorrizas de plantas das famílias Caesalpinaceae, Depterocarpaceae e Myrtaceae utilizando dados morfológicos e moleculares para identificação. As análises filogenéticas foram baseadas nas regiões ITS e LSU do rDNA. As análises filogenéticas demonstraram que os gêneros *Coltricia* e *Coltriciella* formam um clado monofilético. O trabalho também forneceu evidências adicionais de que o hábito dos basidiomas em madeira morta não indica estilo de vida saprofítico.

3. MATERIAL E MÉTODOS

3.1. Área de estudo

A Reserva Biológica de Saltinho é uma área de remanescente de Mata Atlântica com 548 ha, localizada no município de Tamandaré [8° 43' - 8° 45'S e 35° 10' - 35° 10'W] (Fig. 1a). É considerada como área prioritária para conservação da biodiversidade (Conservation International do Brazil *et al.* 2000). O predomínio é de clima tropical úmido (As'), com pluviosidade média de 1500 mm, temperatura média anual de 25 °C, umidade relativa de 65 a 60% (CPRH 2001; IBAMA 2003). O relevo é levemente ondulado, com altitudes variando de 40 a 120 m (IBAMA 2003). A tipologia florestal é ombrófila densa de terras baixas. Os solos predominantes são os latossolos vermelho-amarelos distróficos (Velooso *et al.* 1991). Foram realizadas três visitas no período chuvoso (julho e agosto de 2011 e janeiro de 2012) e cinco no período seco (setembro, outubro e dezembro de 2011 e fevereiro e março de 2012).

3.1.1. Áreas adicionais

Parque Estadual de Dois Irmãos localiza-se no município de Recife (08° 01' - 15° 01'S e 34° 56' - 3° 2'W), com altitude entre 30 e 80m, ocupando uma área de 384 ha (Fig. 1b). O Parque Estadual de Dois Irmãos é administrado pela Secretaria de Meio Ambiente e Sustentabilidades (SEMAS). Está em estágio tardio de recuperação e foi apontada como uma área prioritária para conservação da biodiversidade da Mata Atlântica do Nordeste, devido à sua importância biológica ser considerada extremamente alta. Constitui um dos maiores fragmentos da Floresta Atlântica em perímetro urbano e sua vegetação, de acordo com a classificação do IBGE (1985), é de Floresta Ombrófila Densa das Terras Baixas (Souza *et al.* 2009). Foram realizadas três visitas no período chuvoso (janeiro, fevereiro e março de 2012) e uma no período seco (dezembro de 2011).

O Jardim Botânico do Recife localiza-se às margens da BR-232, próximo ao Distrito Industrial do Curado, na porção sudoeste da cidade do Recife (08° 04' - 08° 05'S e 34° 59' - 34° 57'W) e possui 70,72 ha (Fig. 1c). É caracterizada por Floresta Ombrófila Densa, representada por floresta secundária residual em diversos estágios sucessionais (Sousa-Júnior 2006). Foram realizadas três visitas no período chuvoso (janeiro, fevereiro e março de 2012) e uma no período seco (dezembro de 2011).

A RPPN Frei Caneca se encontra inserida na Serra do Urubu. É a maior reserva de Mata Atlântica em área privada do Estado de Pernambuco, com cerca de 630,42 ha, e localiza-se no município de Jaqueira, zona da mata sul de Pernambuco (Fig. 1d). Os fragmentos mais

importantes são: Mata da Serra do Quengo (8° 42 S 35° 50 O, 648 m alt.), Mata do Jasmim (8° 43 S 35° 50 O, 600 m alt.) e a Pedra do Cruzeiro ou Espelho [8° 43S 35° 50 O, 700 m alt.] (Campelo & Pôrto 2007). Foram realizadas uma visita no período chuvoso (julho de 2012) e uma no período seco (março de 2012).



Figura 1. Locais de coleta. A - Reserva Ecológica de Saltinho; B - Parque Estadual Dois Irmãos; C - Jardim Botânico; D - RPPN Frei Caneca.

3.2. Coletas e identificação

Foram realizadas 18 visitas, oito no período seco e 10 no chuvoso. Em cada visita, foram percorridos transectos de 500 x 20 m diferentes para cada área visitada. Todos os fungos encontrados em solo foram coletados. Os basidiomas coletados foram acondicionados em sacos

de papel, onde foram anotadas informações (data, local e transecto). Os basidiomas foram colocados em estufa para secagem a temperaturas de 45-50°C (de dois a sete dias).

As amostras de solo foram coletadas onde foi encontrado o basidioma (ponto 1) e também no limite da zona da copa da árvore (ponto 2) onde o basidioma foi encontrado. Cada amostra de cada ponto era composta por 500 g, totalizando 1 kg por amostragem. As amostras de solo com raízes foram acondicionadas em saco de polietileno com suas devidas identificações (área, data) e conduzidas para laboratório para avaliações ectomicorrízicas e parasíticas. A avaliação ectomicorrízica foi realizada através das análises macroscópica e microscópica das raízes, observando-se estruturas como manto e rede de Hartig e a parasítica pela observação de lesões necrosadas nas raízes.

Adicionalmente, foram revisados os espécimes de Agaricomycetes terrícolas (clavarioides, estereoides e poroides) coletados no Brasil e depositados no Herbário URM. Os materiais, tanto frescos, quanto depositados no URM, foram analisados macromorfológicamente (cor das superfícies abhimenial e himenial, do contexto, da margem e seus comprimento, largura, espessura) e micromorfológicamente [basídios, basidiosporos, cistídios, setas, grampo de conexão, entre outros] (Fidalgo & Bononi 1989; Watling 1969).

Para análises microscópicas dos espécimes, tanto frescos, quanto depositados no URM, foram realizados cortes à mão livre da superfície abhimenial e himenial, do contexto, com lâminas de aço. Os cortes foram colocados em lâminas com solução aquosa de hidróxido de potássio 3%, floxina 1%; azul de Amann para reação cianofilia e o reagente de Melzer, para se observar a reação amiloide ou dextrinoide das hifas, basidiosporos, e de outras microestruturas. Foram observados os sistemas hifálicos (monomítico, dimítico ou trimítico) segundo Teixeira (1995).

Para identificação foram utilizados os trabalhos de Ryvar den & Johansen (1980), Gilbertson & Ryvar den (1986, 1987), Ryvar den (1991, 2004), Léger (1998), Núñez & Ryvar den (1995, 2000, 2001), Reid (1965), Corner (1950, 1970), Welden (2010), literaturas complementares e banco de dados CBS (<http://www.cbs.knaw.nl/>), Index Fungorum (<http://www.indexfungorum.org>) e Mycobank (<http://www.mycobank.org/>).

Foram indicadas as descrições na literatura das espécies herborizadas e fornecidas as descrições das espécies coletadas.

Todos os materiais coletados foram depositados no Herbário Padre Camille Torrend (URM) do Departamento de Micologia da Universidade Federal de Pernambuco.

3.3. Isolamento

Os basidiomas coletados em solo foram limpos com álcool 70% e deles retirados fragmentos para isolamento. Em câmara de fluxo laminar, os fragmentos foram lavados em água destilada e mergulhados por três minutos em uma solução de hipoclorito de sódio (1:10), posteriormente lavados com álcool etílico, colocados em placa com meio BDA (200g de batata; 20g de dextrose; 15g de ágar, completando para 1L com água destilada) para o crescimento da cultura e incubados a temperatura de 28° C por 10 a 15 dias. Após o crescimento, foram transferidos fragmentos do micélio da cultura para placas e tubos de ensaio contendo meio de cultura inclinado Malte (20g de extrato de malte; 1g de peptona; 20g de dextrose; 20g de ágar, completando para 1L com água destilada) e Sabouraud (10g de peptona; 40g de dextrose; 20g de ágar, completando para 1L com água destilada) (Cavalcanti 1972; Stalpers 1978; Souza *et al.* 2008). Todos os isolados foram depositados na Micoteca (URM) do Departamento de Micologia da Universidade Federal de Pernambuco.

3.4. Detecção enzimática

3.4.1. Enzimas: celulase, amilase e protease

Para o teste de produção enzimática, foi utilizado um controle positivo [*Pycnoporus sanguineus* (L.) Murrill (URM 6930)] e um negativo [*Fomitopsis cupreorosea* (Berk.) J. Carranza & Gilb. (URM 8005)], e os fungos isolados. Todos foram cultivados em meio Malte. Das culturas obtidas, foram retirados três discos de micélio e cultivados em solução de Manachini (2g de KH_2PO_4 ; 1g de $(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$; 0,1g de $\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$; 0,9g de $\text{Na}_2\text{HPO}_4 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$; 1g de extrato de levedura, completando para 1L com água destilada), onde foi adicionado o substrato indutor (0,5%) e pH ajustado para cada enzima: celulase (carboximetilcelulose, pH 5.0), amilase (amido de milho Maizena®, pH 6.0), protease (gelatina incolor, pH 6.9) (Souza *et al.* 2008).

A incubação foi realizada em temperatura de 28° C, sob agitação de 140 rpm, por cinco a sete dias. As amostras foram realizadas em triplicadas. Após a incubação em meio líquido, as amostras foram filtradas em gazes esterilizadas, para separação da massa micelial. Do filtrado, foram retirados 100µL e incubados em *cup plates* de 6 mm de diâmetro perfurados na superfície de cada meio sólido para cada enzima. Para a celulase, foi utilizado o meio ágar - CMC (18 g de ágar; 10 g de carboximetilcelulose e tampão acetato de Na^+ 0,1 M, pH 5.0 para 1L); para a amilase, ágar - amido (18 g de ágar; 10 g de amido e tampão citrato - fosfato 0,1 M, pH 5.0 para 1L) e protease, ágar - gelatina-leite (18 g de ágar; solução de gelatina 10%; solução de leite desnatado 10% e tampão citrato - fosfato 0,1 M, pH 5.0 para 1L) (Souza *et al.* 2008).

As placas foram incubadas em temperatura de 28° C por 24 horas e, após esse período, foram reveladas com solução de vermelho congo 0,1% para celulase e solução de iodo para amilase. Para a protease, não há necessidade de revelador, pois o halo é visto a olho nu. Todos os experimentos foram realizados em triplicata incluindo o controle positivo para as enzimas (Souza *et al.* 2008).

3.4.2. Enzimas: lacase e peroxidase

Foi utilizado tanto um controle positivo [*Pycnoporus sanguineus* (L.) Murrill] e um negativo [*Fomitopsis cupreorosea* (Berk.) J. Carranza & Gilb.], além dos isolados. Todos foram cultivados em meio Ágar Malte e incubados a 28°C por 10 a 15 dias. Após o crescimento das culturas, foram retirados fragmentos e colocados na borda da placa contendo Malte. Após o crescimento, uma gota de naftol (naftol a 0,1M em etanol 96%) e guaiacol foram adicionadas à cultura. Em caso de coloração púrpura e marrom avermenhado, o fungo é positivo para lacase. Uma gota de pirogalol (H₂O₂ 4% + pirogalol 1%) foi adicionada à cultura. No caso de coloração marrom-amarelada, o fungo é positivo para peroxidase (Stalpers 1978).

3.5. Avaliação das raízes

Para avaliações ectomicorrizicas e parasíticas, o solo foi levado para laboratório, onde foram retiradas todas as raízes finas. As raízes foram lavadas em água corrente em uma peneira 50µm, onde foram separadas as raízes mais finas das grossas. As raízes finas foram armazenadas por 20 dias em uma solução de álcool 50%. Após este período, foi realizada a visualização e verificação da formação de manto, rede de Hartig e micélio circundante ou necrose nas raízes (Agerer 1986, 1991; Brundrett *et al.* 1996; Andreazza *et al.* 2008).

3.6. Análise molecular

Fragmentos dos basidiomas foram retirados com o auxílio de bisturi e pinça, previamente desinfetados com álcool 70%, e recolhidos em tubos eppendorf de 1,5 ml, sendo armazenados em freezer (-20°C) até a extração do DNA.

A extração de DNA foi realizada a partir do método proposto por Góes-Neto *et al.* (2005) com modificações, sendo a maceração dos basidiomas realizada com nitrogênio líquido. O material macerado foi colocado em tubo de eppendorf de 1,5ml devidamente identificado para cada amostra. Posteriormente, foram adicionados 800µl de tampão CTAB (pré-aquecido

em banho-maria a 65°C) em cada eppendorf. O conteúdo dos eppendorfs foi misturado com auxílio de um vórtex, sendo os mesmos posteriormente mantidos em banho-maria por 1 h a temperatura de 65°C.

Após este período, o material foi centrifugado por 4 minutos a 13.000 rpm, sendo retirados 650µl do sobrenadante de cada eppendorf e acrescentado 650µl de clorofórmio - álcool iso-amilico (24:1). Posteriormente, o material foi centrifugado por 10 minutos a 13.000 rpm. Foram aspirados 650µl de sobrenadante e adicionada a mesma quantidade de isopropanol para a precipitação do DNA, tendo as amostras permanecido por 2 h em freezer (-20°C). Após este período, as amostras foram centrifugadas por 10 minutos a 13.000 rpm, sendo descartado o sobrenadante e adicionados 1.000 µl de etanol 70%. Cada amostra foi submetida à agitação com auxílio de um vórtex até o desprendimento do precipitado no fundo do tubo. Foi realizada rápida centrifugação, sendo o etanol (sobrenadante) descartado e os tubos mantidos em estufa por 35° C por 45 min. Após a secagem total do precipitado, foram adicionados 50 µl de água ultra pura autoclavada e as amostras estocadas em freezer (-20°C).

O sucesso da extração foi verificado através de eletroforese em gel de agarose a 1% e a qualidade do DNA por espectrofotometria. O DNA foi armazenado em freezer (-20°C) até seu uso em reações de PCR. A região ITS do rDNA dos fungos foi amplificada via PCR usando os iniciadores ITS1 e IST4 (White *et al.* 1990) com os mesmos parâmetros descritos em Góes-Neto *et al.* (2005). As reações de PCR foram realizadas utilizando o Termociclador com Gradiente. As reações foram realizadas em tubos de 0,2 ml com volume de 25 e 50 µl. Para a primeira reação de 25 µl, o mix utilizado continha: 14,05 µl de H₂O ultra pura; 2,5 µl de Tris-HCl; 1,5 de MgCl; 1,25 µl de dNTP; 1,25 µl de ITS1; 1,25 µl de ITS4; 0,2 µl de Taq polimerase e 3 µl de DNA. Para as reações de 50 µl, os valores do mix de 25 µl foram dobrados. O programa utilizado no Termociclador para a reação de PCR foi Anelonteste ITS: 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 resultado da amplificação foi verificado por eletroforese em gel de agarose a 1%. Posteriormente, foi realizada a purificação do produto de PCR das amostras com o Kit PureLink PCR purification (Invitrogen). As sequencias foram fornecidas pelo Centro de Estudos do Genoma Humano (São Paulo).

Para as amostras de raízes e cultura dos isolados, foi seguido o mesmo protocolo de extração e PCR utilizado para os basidiomas, com o uso de primers específicos para o DNA de plantas [Matk1 e Matk2] (Neuhaus *et al.* 1987). As sequencias foram depositadas no banco de sequencias de nucleotídeos do GenBank.

As sequencias obtidas foram analisadas no programa BLAST (Basic Local Alignment Search Tool) do NCBI (<http://www.ncbi.nlm.nih.gov/genbank/>) para verificar sua semelhança com as sequencias depositadas no GenBank. Além disso, as sequencias correspondentes a *Amauroderma* foram comparadas com sequencias ainda não disponibilizadas pelo GenBank (JX310840, JX310841, JX310842, JX310843, JX310844, JX310845, JX310846, JX310847, JX310848, JX310849, JX310850, JX310851, JX310852, JX310853, JX310854, JX310855, JX310856, JX310857, JX310858, JX310859, JX310860, JX982565, JX982566, JX982567, JX982568, JX982569, JX982570, JX982571).

3.7. Análise filogenética

Árvores filogenéticas foram geradas a partir de sequencias da região ITS do rDNA. As sequencias obtidas nesse estudo foram alinhadas com outras depositadas no GenBank com o auxílio do ClustalX (Larkin *et al.* 2007) e editadas no programa BioEdit (Hall 1999). Análises de neighbor-joining (NJ) e máxima parcimônia (MP) foram realizadas no programa PAUP*4b10 (Swofford 2003) com 1.000 bootstraps.

3.8. Análise ecológica

Foram construídas planilhas no programa do Excel 2007[®] relacionando a presença (1) ou ausência (0) e abundância de espécies em cada coleta para análise da diversidade em relação à pluviosidade utilizando o teste do qui-quadrado (χ^2).

Os dados sobre as medidas históricas de precipitação de cada área foram fornecidos pela Unidade de Monitoramento da Rede Hidrometeorológica de Pernambuco (UMR-Hidromet/Lamepe). Foram considerados meses secos aqueles em que o valor total de precipitação mensal foi abaixo do limite inferior do intervalo de confiança (95%) para o valor médio anual das médias históricas mensais de precipitação.

4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1. Taxonomia

Foram analisados 159 espécimes, dos quais 105 são exsiccatas do Herbário URM e 54 são espécimes coletados recentemente. Das exsiccatas, 90 foram coletadas em Pernambuco e 15 em outros estados. Foram identificadas 54 espécies, das quais 51 ocorrem em Pernambuco e três apenas em outros estados, distribuídas em 10 famílias e 19 gêneros (Tab.2).

Tabela 2. Espécies de Agaricomycetes terrícolas de Mata Atlântica (C - coletada; H - herborizada), indicando as novas ocorrências para Região Nordeste (NE), para bioma Mata Atlântica (ATL) e para o Brasil (?).

Material coletado e herborizado	Espécies e Famílias	Novas Ocorrências
	<i>Clavariaceae</i>	
H	<i>Clavaria</i> cf. <i>neofossicola</i> Corner	NE
C	<i>Clavaria</i> aff. <i>zollingeri</i> Lév.	NE
H	<i>Clavaria</i> sp1	
H	<i>Clavaria</i> sp2	
H	<i>Clavaria</i> sp3	
H	<i>Clavaria</i> sp4	
H	<i>Clavaria</i> sp5	
C	<i>Clavulinopsis</i> aff. <i>flavella</i> (Berk. & M.A. Curtis) Corner	NE, (?)
C	<i>Clavulinopsis</i> sp1	
H	<i>Clavulinopsis</i> sp2	
H	<i>Clavulinopsis</i> sp3	
C	<i>Ramariopsis</i> sp1	
C	<i>Ramariopsis</i> sp2	
H	<i>Ramariopsis</i> sp3	
H	<i>Ramariopsis</i> sp4	
H	<i>Ramariopsis</i> sp5	
C	<i>Scytinopogon robustus</i> (Rick) Corner	NE
	<i>Clavulinaceae</i>	
C/H	<i>Clavulina amazonensis</i> Corner	
C	<i>Clavulina</i> aff. <i>amethystinoides</i> (Peck) Corner	NE, ATL, (?)
H	<i>Clavulina</i> sp1	
	<i>Fomitopsidaceae</i>	
C	<i>Laetiporus persicinus</i> (Berk. & M.A. Curtis) Gilb.	NE
	<i>Ganodermataceae</i>	
H	<i>Amauroderma aurantiacum</i> (Torrend) Gibertoni & Bernicchia	

C	<i>Amauroderma camerarium</i> (Berk.) J. S. Furtado	
H	<i>Amauroderma elegantissimum</i> Ryvarden & Iturr.	
H	<i>Amauroderma exile</i> (Berk.) Torrend	
C/H	<i>Amauroderma intermedium</i> (Bres. & Pat.) Torrend	
C/H	<i>Amauroderma omphalodes</i> (Berk.) Torrend	
C/H	<i>Amauroderma praetervisum</i> (Pat.) Torrend	
C/H	<i>Amauroderma schomburgkii</i> (Mont. & Berk.) Torrend	
C/H	<i>Amauroderma sprucei</i> (Pat.) Torrend	
H	<i>Humphreya coffeata</i> (Berk.) Steyaert	
	Gomphaceae	
H	<i>Ramaria</i> cf. <i>cianocephala</i> (Berk. & M.A. Curtis) Corner	NE
C	<i>Ramaria</i> aff. <i>tubulosa</i> (Fr.) Corner	NE, (?)
H	<i>Ramaria</i> sp1	
H	<i>Ramaria</i> sp2	
H	<i>Ramaria</i> sp3	
H	<i>Ramaria</i> sp4	
	Hymenochaetaceae	
H	<i>Clavariachaete peckoltii</i> (Lloyd) Corner	NE
H	<i>Coltricia cinnamomea</i> (Jacq.) Murrill	
H	<i>Coltricia velutina</i> Baltazar & Gibertoni	
H	<i>Coltriciella oblectabilis</i> (Lloyd) Kotl. Pouzar & Ryvarden	
C/H	<i>Hymenochaete damicornis</i> (Link) Lév	
H	<i>Phylloporia pectinata</i> (Klotzsch) Ryvarden	
	Lachnocladiaceae	
C/H	<i>Lachnocladium schweinfurthianum</i> Henn.	
H	<i>Lachnocladium</i> sp1	
	Meripilaceae	
C	<i>Rigidoporus</i> aff. <i>biokoensis</i> (Bres. ex Lloyd) Ryvarden	(?)
	Meruliaceae	
H	<i>Podoscypha aculeata</i> Berk. & M.A. Curtis) Boidin	
C/H	<i>Podoscypha ovalispora</i> D.A. Reid	
H	<i>Podoscypha mellissii</i> (Berk. ex Sacc.) Bres.	
C	<i>Podoscypha ravenelii</i> (Berk. & M.A. Curtis) Pat.	NE
C	<i>Podoscypha</i> sp1	(?)
C	<i>Stereopsis hiscens</i> (Berk. & Ravenel) D.A. Reid	NE
H	<i>Stereopsis</i> sp1	
	Pterulaceae	
H	<i>Pterula plumosa</i> (Schwein.) Fr.	NE

Em Pernambuco, as espécies clavariodes compõem a maior parte da riqueza de Agaricomycetes de solo, com 30 espécies (58,8%), seguida por espécies poroides (13, 25,5%) e estereoides (8, 15,7%) (Tab. 2, Fig. 2). Entretanto, o gênero com o maior número de espécies foi *Amauroderma*, com oito espécies poroides, seguido por gêneros clavarioides [*Clavaria*

(sete), *Ramaria* (seis), *Ramariopsis* (cinco), *Clavulinopsis* (quatro) e *Clavulina* (três)] e estereoides [*Podoscypha* (cinco)] (Tab. 2, Fig. 2).

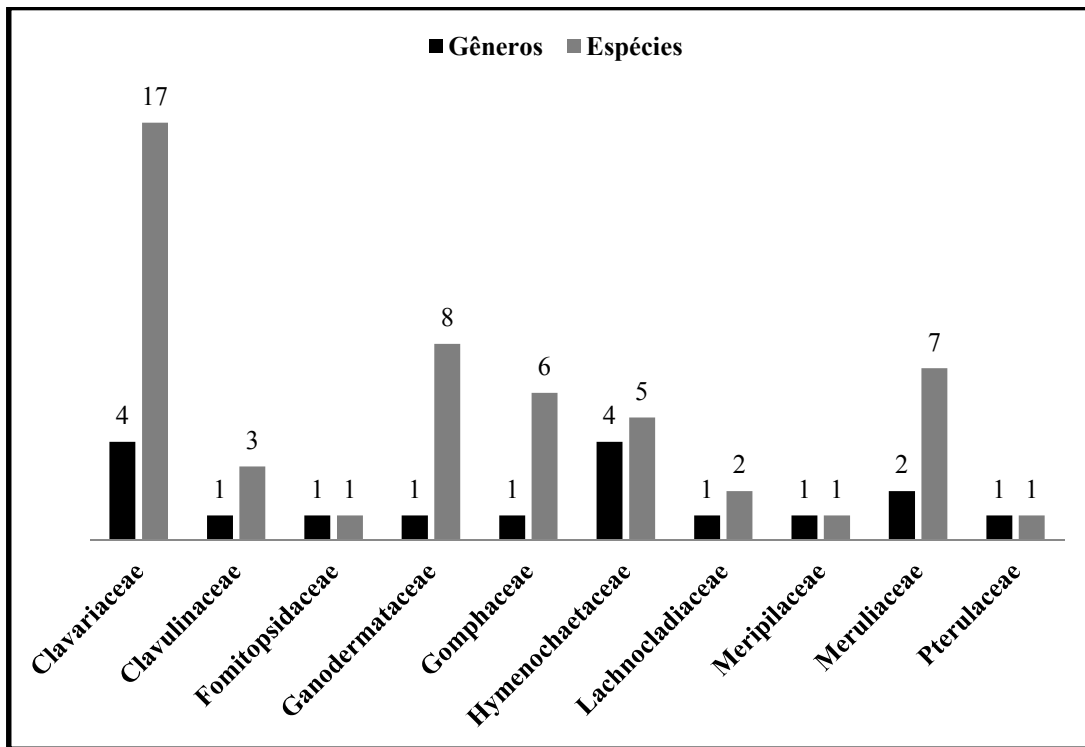


Figura 2. Número de gêneros (negro) e espécies (cinza) por família em Pernambuco.

Clavariaceae Clevall.

Clavaria Vaill. ex L.

O gênero caracteriza-se por apresentar basidiomas ramificados ou simples, de colorações variadas. É geralmente terrestre ou associado com algas em zonas temperadas e tropicais. Apresenta basidiosporos hialinos a róseos, subglobosos a elipsoide-cilíndricos, geralmente com parede lisa, com hifas infladas sem grampo de conexão, geralmente secundariamente septadas, ou com grampo de conexão apenas na base do basídio (Corner 1950).

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

Descrição: Corner (1967, 1970).

Comentário: Segundo Corner (1967), essa espécie é bem comum no Brasil, onde se desenvolve em abundância após as chuvas. Assim como *C. fossicola*, prefere bancos de areia e valas. As duas espécies são muito próximas, mas *C. neofossicola* apresenta basidiosporos e basidioma

maiores que *C. fossicola*. Corner (1967) relata que *C. neofossicola* é chamada de “*Clavaria-liquen*”, por crescer em ambientes com algas. Os materiais analisados apresentaram basídios com 2 esterigmas, e neles não foram observados basidiosporos e grampo de conexão. Os espécimes não puderam ser confirmados devido à ausência de anotações sobre a cor original.

Distribuição geográfica: Brasil, Bolívia e Panamá (Corner 1967, 1970).

Material examinado: Brasil, Pernambuco: Caruaru, Brejo dos Cavalos, V/1995, J. W. Kimbrough (URM 75621 como *Typhula* sp.); Igarassu, Refúgio Ecológico Charles Darwin, VI/1995, L.C. Maia e J.W. Kimbrough (URM 75684 como *C. neofossicola* var. *armeniaea* Corner).

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

(Fig.3a)

Descrição: Basidioma ramificado (2.7-3 cm), roxo a lilás (40P, 79L) quando fresco, levemente marrom fosco (18U) quando secos. Sistema hifálico monomitico, hifas frequentemente septadas e largas (20-120 x 4-25 µm), sem grampo de conexão. Basidiosporos amplamente elipsoides a subglobosos (4.5-5 x 3-4 µm), hialinos, com parede fina e lisa. Basídios clavados (25-40 x 6-7 µm), multigutulados, com (2) 4 esterigmas (até 10 µm).

Isolamento: a amostra não pode ser isolada devido à contaminação por bactérias e microfungos. **Teste enzimático:** a amostra não pode ser testada, pois o isolamento não foi possível.

DNA: a amostra não apresentou DNA suficiente para realização dos procedimentos de PCR e, conseqüentemente, para sequenciamento.

Comentário: O espécime não foi confirmado ao nível de espécie por apresentar basidiosporos levemente menores e basídios com esterigmas longos (até 10 µm), diferentes da descrição original. *Clavaria zollingeri* apresenta basidiosporos maiores (4-7 x 3-5 µm) e os esterigmas menores (4-7 µm).

Distribuição geográfica: Austrália, Brasil, Bonin Isl., Canadá, Europa, Indonésia (Java), Malásia, Sri Lanka e U.S.A (Corner 1950).

Material examinado: Brasil: Pernambuco: Jaqueira, RPPN Frei Caneca, VII/2012, L. S. Araujo-Neta (URM 84249).

Clavaria sp1

Comentário: Originalmente identificada como *C. amenthystinoides*, esta espécie corresponde atualmente a *Clavulina amethystinoides*. O material é herborizado e está danificado. Microscopicamente, as hifas se colapsavam e os esterigmas encurvados característicos do

gênero *Clavulina* não foram encontrados. Foram apenas observados basidiosporos (4-6x3-5µm), subglobosos, hialinos, com parede lisa, e hifas sem grampo de conexão. Desse modo, este espécime caracteriza-se como um representante do gênero *Clavaria*, mas não pode ser identificado ao nível específico devido à ausência de observações sobre a cor do basidioma quando fresco.

Material examinado: Brasil: Pernambuco: Recife, Dois Irmãos, X/1954, O. S. da Silva (URM 1076 como *Clavaria amenthystinoides*).

***Clavaria* sp2**

Comentário: Originalmente identificada como *C. aurantiocinnabarina*, esta espécie corresponde atualmente a *Clavulinopsis aurantiocinnabarina*. Devido à ausência de grampo de conexão, não pode ser confirmada como pertencente ao gênero *Clavulinopsis* e sim, a *Clavaria*. O espécime não pode ser identificado ao nível específico devido à ausência de basidiosporos e de observações sobre a cor do basidioma quando fresco.

Material examinado: Brasil: Pernambuco: Recife, IPA, VI/1951, J. N. Silva (URM 499 como *Clavaria aurantiocinnabarina*).

***Clavaria* sp3**

Comentário: O material analisado apresenta basidiosporos cilíndricos a elipsoides, hialinos, com parede lisa (6-7.5 x 4-5 µm) e basídios clavados com 4 esterigmas. As hifas não apresentam grampo de conexão. Esta espécie pertence ao gênero *Clavaria*, mas o material está muito fragmentado, não sendo possível determinar se o basidioma era simples ou ramificado. O espécime não pode ser identificado ao nível específico também devido à ausência de observações sobre a cor do basidioma quando fresco.

Material examinado: Brasil: Pernambuco: Jaboatão, 1962, A. C. Batista (URM 47817 como *Clavaria* sp).

***Clavaria* sp4**

Comentário: A espécie apresenta basidiosporos elipsoides, hialinos, com parede lisa (6-7.5 x 4.5-5 µm) e hifas sem grampo de conexão, não pertencendo então ao gênero *Clavulinopsis*. A espécie pertence ao gênero *Clavaria*, subgênero *Clavaria*, se aproximando de *C. aestivalis* pelo tamanho do basidiosporos. Entretanto, o espécime não pode ser identificado ao nível específico devido à ausência de observações sobre a cor do basidioma quando fresco.

Material examinado: Brasil: Pernambuco: Recife, Iputinga, VI/1961, J. L. Bezerra (URM 23292 como *Clavulinopsis* sp).

***Clavaria* sp5**

Comentário: O material foi identificado anteriormente como *Lacchnocladium ulei*, mas não apresenta dicohifas, que são microestruturas característica do gênero. O material corresponde a uma espécie de *Clavaria* por apresentar hifas sem grampo de conexão, infladas e com septos secundários. Apesar de apresentar basidiosporos subglobosos a elipsoides, hialinos, com parede lisa (5-6 x 5.5 µm), o espécime não pode ser identificado ao nível específico devido à ausência de observações sobre a cor do basidioma quando fresco.

Material examinado: Brasil: Pernambuco: Moreno, VI/1955, S.J.da Silva (URM 2423 como *L. ulei*).

***Clavulinopsis* Overeem**

O gênero caracteriza-se por apresentar espécies com basidiomas simples ou ramificados, de coloração branca, amarela, laranja ou vermelha, podendo ser terrestres, solitários ou gregários. Apresenta basidiosporos globosos ou elipsoides, hialinos, geralmente com parede lisa ou em algumas espécies podendo ser equinulados, com grampo de conexão nas hifas generativas, ausentes na base do basídio (Corner 1950). Entretanto, Petersen (1978) caracteriza o gênero por apresentar grampo de conexão na base do basídio e nas hifas.

***Clavulinopsis* aff. *flavella* (Berk. & M.A. Curtis) Corner**, *Monograph of Clavaria and allied Genera. Annals of Botany Memoirs*, 1:365(1950).

(Fig. 3b)

Descrição: Basidioma simples (1.5-3 cm), achatado, robusto, com ápice agudo, laranja (48O) com base levemente embraquiçada quando fresco, alaranjado pálido (49S) quando seco. Sistema hifálico monomitico, com hifas infladas (7-8 µm), apresentando grampo de conexão, raros. Basidiosporos elipsoides (6-9 x 3.5-5 µm), com um apículo curto (0.2-0.5 µm), hialinos, gutulados, com parede fina e lisa. Basídios clavados (20-22 x 6-8 µm), com gutulas, com 2-4 esterigmas (6-8 µm) e grampo de conexão na base.

Isolamento: positivo (URM 6972 = URM 84216). **Teste enzimático:** amilase(-); celulase(-); protease(-); lacase(+); peroxidase(+).

DNA: foi obtida sequência de boa qualidade (Genbank KC348464 = TBG5).

Comentário: É uma espécie que apresenta um basidioma alaranjado forte quando fresco. Esses espécimes foram inicialmente identificados como *Clavulinopsis flavella*, sendo confirmados no gênero pela análise molecular (Fig. 12). Entretanto, a comparação com o tipo de *C. flavella* e

material desta espécie depositado no PACA demonstrou que os espécimes coletados em Pernambuco representam uma espécie diferente provavelmente diferente para ciência. Microscopicamente, o tipo e o material do PACA estão deteriorados, mas, macroscopicamente são menores e mais delicados que os materiais de Pernambuco

Distribuição geográfica: Bolívia, Cuba e Jamaica (Corner 1950, 1970)

Material examinado: Brasil: Pernambuco: Tamandaré, Reserva Biológica de Saltinho, VII/2011, L. S. Araujo-Neta (URM 84212), VIII/2011, L. S. Araujo-Neta (URM 84216), III/2012, L. S. Araujo-Neta (URM 84272); Rio Grande do Sul: São Leopoldo, 1907, P. Rick (PACA 12459); Cuba, sem local, sem data, C. Wright 561 [K (M) 174161, tipo].

***Clavulinopsis* sp1**

Descrição: Basidioma levemente ramificado (5.3-2.5 cm), bege (52B) quando fresco, levemente mais escuro quando seco. Sistema hifálico monomitico, hifas levemente infladas (6-9 μ m) com grampo de conexão. Basidiosporos amplamente elipsoides (7-7.5 x 4-5 μ m), hialinos, parede lisa. Basídios clavados (20-35 x 7-8 μ m) com 4 esterigmas longos (7-10 μ m) e levemente encurvados.

Isolamento: a amostra não pode ser isolada devido à contaminação por bactérias e microfungos. **Teste enzimático:** a amostra não pode ser testada, pois o isolamento não foi possível.

DNA: foi obtida sequência de boa qualidade (Genbank KC348465 = TBG59).

Comentário: O espécime foi primeiramente identificado como uma espécie de *Clavulinopsis* e, pelas análises moleculares (Fig.12), o material formou um clado com *C. miyabeana*. Entretanto, este clado não se agrupa com o clado de *Clavulinopsis* confirmados nem com qualquer outro gênero de *Clavariaceae*. Desse modo, *Clavulinopsis* sp1 e *C. miyabeana* correspondem possivelmente a um gênero novo.

Material examinado: Brasil, Pernambuco: Jaqueira, RPPN Frei Caneca, VII/2012, L.S. Araujo-Neta (URM 84264).

***Clavulinopsis* sp2**

Comentário: O material apresenta basidiosporos subglobosos (4-5.5 x 3-3.5 μ m), com apículos pequenos e parede lisa. As hifas são infladas e apresentaram grampo de conexão. Foram observadas hifas infladas se projetando além do himênio, possivelmente representando cistídios. Aparentemente, é uma espécie de *Clavulinopsis*, aproximando-se de *C. subtilis* pelo

tamanho dos basidiosporos (4-6 x 3.5-4.5 μm). Contudo, o espécime não pode ser identificado ao nível específico devido à ausência de observações sobre a cor do basidioma quando fresco e pelas hifas que se projetam além do himênio, característica não encontrada na literatura do gênero.

Material examinado: Brasil: Pernambuco: Brejo dos Macacos, VI/1951, J.N. Silva (URM 453 como *Clavaria biformis*).

***Clavulinopsis* sp3**

Comentário: Este material é similar ao material do URM 453, apresentando basidiosporos um pouco maiores, subglobosos (4-6 x 3.5-4.5 μm), com parede lisa e grampo de conexão. Foram também observadas hifas infladas se projetando além do himênio. Os dois espécimes podem representar a mesma espécie, mas não podem ser identificados ao nível específico devido à ausência de observações sobre a cor do basidioma quando fresco. Além disso, ambos estão deteriorados.

Material examinado: Brasil: Pernambuco: Recife, Dois Irmãos, VI/1957, A.C. Batista (URM 47639 como *Clavulina cirrhata*).

***Ramariopsis* (Donk) Corner**

O gênero apresenta características como basidioma ramificado e raramente simples, com coloração variada, terrestre e raramente lignícola. Apresenta basidiosporos hialinos, elipsoides a subglobosos, podendo ser verruculosos ou equinulados. O sistema hifálico é monomitico com hifas infladas e grampo de conexão (Corner 1950). Entretanto, Petersen (1978) caracteriza o gênero por apresentar basidiosporos lisos ou equinulados e grampo de conexão na base do basídio e nas hifas.

***Ramariopsis* sp1**

Descrição: Basidiomas ramificados (5-3.2 cm), brancos (2B) quando frescos, levemente bege a palha quando secos (52B; 50S). Sistema hifálico monomitico com hifas infladas (4-7 μm), com grampo de conexão. Basidiosporos elipsoides a subglobosos, (5-6 x 3.5-4.5 μm), hialinos, equinulados, espinhos medindo de 0.2-1.5 μm . Basídios clavados (20-30 x 6-7 μm) com 4 esterigmas.

Isolamento: positivo (sem URM). **Teste enzimático:** amilase(-); celulase(-); protease(-); lacase(+); peroxidase(+).

DNA: a amostra não apresentou DNA suficiente para realização dos procedimentos de PCR e, consequentemente, para sequenciamento.

Comentário: A espécie foi identificada ao nível de gênero, pois os caracteres morfológicos não correspondem a nenhuma espécie conhecida. Possivelmente representa uma espécie nova.

Material examinado: Brasil: Pernambuco: Tamandaré, Reserva Biológica de Saltinho, VII/2011, L.S. Araujo-Neta (URM 84210).

***Ramariopsis* sp2**

Descrição: Basidioma ramificado (4.5 cm), branco (2B) e quando seco bege a palha (52B; 50S). Sistema hifálico monomitico com hifas generativas (4-7 μm), com grampos de conexão bastante abundantes. Não foram observados basidiosporos e basídio.

Isolamento: positivo (URM 6985 = URM 84213). **Teste enzimático:** amilase(-); celulase(-); protease(-); lacase(+); peroxidase(+).

DNA: a amostra não apresentou DNA suficiente para realização dos procedimentos de PCR e, consequentemente, para sequenciamento.

Comentário: Macroscopicamente similar a *Ramariopsis* sp1, possivelmente representa a mesma espécie.

Material examinado: Brasil: Pernambuco: Tamandaré, Reserva Biológica de Saltinho, VII/2011, L. S. Araujo-Neta (URM 84213).

***Ramariopsis* sp3**

Comentário: No material analisado, foram observados basidiosporos elipsoides, equinulados, hialinos (5-6 x 3-4 μm) e as hifas com grampos de conexão. As características apresentadas no material correspondem a uma espécie do gênero *Ramariopsis*, pois *Clavaria* não apresenta basidiosporos ornamentados e nem grampo de conexão. O espécime não pode ser identificado ao nível específico devido à ausência de observações sobre a cor do basidioma quando fresco.

Material examinado: Brasil: Pernambuco: Recife, Dois Irmãos, V/1952, J. N. Silva (URM 445 como *Clavaria kunzei*).

***Ramariopsis* sp4**

Comentário: No material analisado, foram observados basidiosporos elipsoides a cilíndricos, equinulados, hialinos (6-7.5 x 2-2.5 μm) e hifas com grampo de conexão. As características apresentadas no material correspondem a uma espécie do gênero *Ramariopsis* e não de *Clavaria*, como anteriormente foi identificado. O espécime não pode ser identificado ao nível específico devido à ausência de observações sobre a cor do basidioma quando fresco.

Material examinado: Brasil: Pernambuco: Recife, Dois Irmãos, V/1956, s/col. (URM 5414 como *Clavaria* sp).

***Ramariopsis* sp5**

Comentário: No material analisado, foram observados basidiosporos elipsoides, equinulados, hialinos (6-7 x 2.5-3 µm) e hifas com grampo de conexão. O material macroscopicamente é similar à exsicata URM 5414 e os basidiosporos apresentam aproximadamente o mesmo tamanho. Contudo, o espécime não pode ser identificado ao nível específico devido à ausência de observações sobre a cor do basidioma quando fresco.

Material examinado: Brasil: Pernambuco: Tapera, X/1956, A. C. Batista (URM 5799 como *Clavariasp*).

***Scytinopogon* Singer**

O gênero caracteriza-se por apresentar basidiomas ramificados, com hifas apresentando grampo de conexão e basidiosporos hialinos ou pálidos a amarelados, equinulados ou verruculosos (Corner 1950, 1970).

***Scytinopogon robustus* (Rick) Corner**, *Beih. Nova Hedwigia*, 33:91(1970).

(Fig. 3g)

Descrição: Basidioma solitário, ramificado (1-2.5 cm), branco acinzentado (7W) quando fresco, mesma cor quando seco. Sistema hifálico monomitico, hifas generativas levemente largas (6-25 µm) com grampo de conexão. Basidiosporos angulares a elipsoides (5-7 x 3.5-5 µm), hialinos, equinulados, espinhos medindo 0.5-0.7 µm. Basídios subcilíndricos a clavados (20-30 x 9-10 µm), com 4 esterigmas.

Isolamento: a amostra não pode ser isolada devido à contaminação por bactérias e microfungos. **Teste enzimático:** a amostra não pode ser testada, pois o isolamento não foi possível.

DNA: a amostra não apresentou DNA suficiente para realização dos procedimentos de PCR e sequenciamento.

Comentário: Essa espécie apresenta basidioma delicado e pequeno, com himênio pouco espesso e basidiosporos equinulados com os espinhos longos, chegando a medir 0.7 µm.

Distribuição geográfica: Brasil e Porto Rico (Corner 1970).

Material examinado: Brasil: Pernambuco: Jaqueira, RPPN Frei Caneca, VII/2012, L.S. Araujo-Neta (URM 84252), VII/2012, L.S. Araujo-Neta (URM 84265).

Clavulinaceae* Donk**Clavulina* J. Schröt.**

O gênero apresenta basidiomas simples a ramificados, com colorações variadas, terrestres ou lignícolas. Os basídios apresentam geralmente 2 esterigmas curvados e septação transversal após a formação dos basidiosporos. Macroscopicamente, as espécies dificilmente podem ser distinguidas de espécies de *Clavariaceae* (Corner 1950, 1970).

***Clavulina amazonensis* Corner**, *Beih. Nova Hedwigia* 33:151(1970).

(Fig. 3d)

Descrição: Basidioma ramificado com multiramificações nas pontas (1.5-3.5 cm), branco (2B) quando fresco, pálido (4D) quando seco, com as extremidades das ramificações amarelo queimado (9H). Sistema hifálico monomitico com hifas infladas (7-10 µm), sem grampo de conexão. Basidiosporos subglobosos (5.5-7 x 5-6 µm), hialinos, com parede lisa e levemente espessa. Basídios clavados a cilíndricos (30-60 x 7.5-10 µm), com 2-4 esterigmas curvados.

Isolamento: a amostra não pode ser isolada devido à contaminação por bactérias e microfungos. **Teste enzimático:** a amostra não pode ser testada, pois o isolamento não foi possível.

DNA: foi obtida sequência de boa qualidade (Genbank KC348463 = TBG11).

Comentário: A espécie apresentou 2-4 basidiosporos por basídios, uma característica peculiar desta espécie (Corner 1970). O material herborizado foi previamente identificado como *Scytinopogon angulisporus*, que apresenta basidiosporos elipsoides verruculosos ou equinulados.

Distribuição geográfica: Brasil, Guiana e Venezuela (Corner 1970; Henkel *et al.* 2011; Wartchow 2012b).

Material examinado: Brasil: Pernambuco: Tamandaré, Reserva Biológica de Saltinho, VIII/2011, L. S. Araujo-Neta (URM 84217), VIII/2011, L. S. Araujo-Neta (URM 84219); sem local, X/1954, A. C. Batista (URM 1071 como *Scytinopogon angulisporus*).

***Clavulina* aff. *amethystinoides* (Peck) Corner**, *Ann. Bot. Mem.* 1:298(1950).

(Fig. 3c)

Descrição: Basidioma ramificado, gregário (2-6 cm), lilás a roxo claro (79L, 40P) quando fresco, preto (36FB) quando seco. Sistema hifálico monomitico com hifas infladas (7-10 µm) sem grampo de conexão. Basidiosporos subglobosos a amplamente elipsoides (7-10 x 6-8 µm),

com apículos (0.5-1 μm), com gutulas, hialinos, parede lisa. Basídios subcilíndricos (20-30 x 7-10 μm), com 2 esterigmas curvados.

Isolamento: a amostra não pode ser isolada devido à contaminação por bactérias e microfungos. **Teste enzimático:** a amostra não pode ser testada, pois o isolamento não foi possível.

DNA: a amostra não apresentou DNA suficiente para realização dos procedimentos de PCR e, conseqüentemente, para sequenciamento.

Comentário: *Clavulina amethystinoides* apresenta coloração lilás pálido a rosea bronze e é encontrada apenas em zonas temperada da América do Norte, não podendo o espécime ser confirmado ao nível específico.

Distribuição geográfica: América do Norte (Corner 1950, 1970).

Material examinado: Brasil: Pernambuco: Jaqueira, RPPN Frei Caneca, VII/2012, L. S. Araujo-Neta (URM 84250).

***Clavulina* sp1**

Comentário: O basidioma é ramificado, e no material analisado, foram observados basidiosporos subglobosos (6-7.5 x 4-5 μm), hialinos, com gutulas, parede lisa e espessa. Os basídios são subcilíndricos, apresentando 2 esterigmas curvados. O sistema hifálico é monomitico, com hifas infladas, sem grampo de conexão. Todas as características corresponde ao gênero *Clavulina* e não a *Clavaria*, conforme a identificação original. *Clavaria straminea* caracteriza-se por apresentar basidioma simples e basidiosporos globosos (5-7 μm). O espécime não pode ser identificado ao nível específico devido à ausência de observações sobre a cor do basidioma quando fresco.

Material examinado: Brasil: Pernambuco: Vitória, Bento Velho, VI/1955, S. J. da Silva (URM 2463 como *Clavaria straminea*).

***Fomitopsidaceae* Jülich**

***Laetiporus* Murrill**

O gênero apresenta basidioma anual, séssil a estipitado, de coloração laranja a marrom rosada. A superfície himenial caracteriza-se por apresentar poros regulares de 3-4 mm. O sistema hifálico é dimitico, com hifas generativas de septo simples. Os basidiosporos são ovóides a amplamente elipsoides e os basídios são geralmente clavados com 4 esterigmas. Pode

ser encontrado em solo ou madeira, apresentando apenas duas espécies para o mundo (Ryvarden & Gibertson 1993; Harold *et al.* 2001).

***Laetiporus persicinus* (Berk. & M.A. Curtis) Gilb., *Mycotaxon* 12(2):385(1981).**

(Fig. 6g)

Descrição: Basidioma pileado e solitário (10-30 cm), píleo circular, superfície abhimenial velutina, esponjoso quando fresco e rígido quando seco. Estipe central (14-11 cm), marrom charuto a preto (16CB, 36FB). Superfície abhimenial, lisa quando imaturo, tornando-se enrugada, branca (2B), marrom charuto (16CB) quando maduro, margem marrom claro (4D). Superfície himenial castanho escuro (19B), poros levemente angulares, 3-4 por mm. Contexto esponjoso, creme a amarelado (52B, 51L), de até 5 mm de espessura. Sistema hifálico monomitico, hifas (5 µm), sem grampo de conexão. Basidiosporos subglobosos (5-7 x 4-6 µm), hialinos, com parede lisa. Basídios não observados.

Isolamento: a amostra não pode ser isolada devido à contaminação por bactérias e microfungos. **Teste enzimático:** a amostra não pode ser testada, pois o isolamento não foi possível.

DNA: a amostra não apresentou DNA suficiente para realização dos procedimentos de PCR e, conseqüentemente, para sequenciamento.

Comentário: Segundo Harold *et al.* (2001), *L. persicinus* difere de *L. sulphureus* por apresentar um basidioma estipitado e hifas mais pigmentadas. Além disso, os estudos moleculares posicionam *L. persicinus* distante do complexo de *L. sulphureus* e estudos adicionais desta espécie podem requerer que seja colocada em um gênero diferente (Lindner & Banik 2008; Banki *et al.* 2012).

Distribuição geográfica: Africa, Australia, Asia e Brasil (Ryvarden *et al.* 1980).

Material examinado: Brasil: Pernambuco: Recife, Jardim Botânico, I/2012, L. S. Araujo-Neta (URM 84221), I/2012, L. S. Araujo-Neta (URM 84274).

***Ganodermataceae* Donk**

***Amauroderma* Murrill**

O gênero caracteriza-se por apresentar basidioma anual, com estipe central ou lateral, sistema hifálico dimitico ecistídios ausentes. Os basidiosporos apresentam parede dupla, são hialinos a amarelados pálidos, geralmente globosos a subglobosos, com ornamentações sutis e basídios com 4 esterigmas (Ryvarden & Johansen 1980; Ryvarden 2004).

***Amauroderma aurantiacum* (Torrend) Gibertoni & Bernicchia**, *Mycotaxon*, 104: 322, (2008).

Descrição: Ryvarden (2004).

Comentário: A espécie se caracteriza por apresentar poros grandes (1-2 mm) e basidiosporos globosos a subglobosos (13-16 x 13-15 µm).

Distribuição geográfica: Brasil e Venezuela (Ryvarden 2004).

Material examinado: Brasil:Sergipe: Itabaiana, Estação Ecologia Serra de Itabaiana, III/2002, T. B. Gibertoni (URM 77437 como *A. macrosporum*).

***Amauroderma camerarium* (Berk.) J.S. Furtado**, Revisão do gênero *Amauroderma* (Polyporaceae); Estudos baseados nas microestruturas do basidiocarpo:140(1968).

(Fig. 5a)

Descrição: Ryvarden (2004).

Isolamento: a amostra não pode ser isolada devido à contaminação por bactérias e microfungos. **Teste enzimático:** a amostra não pode ser testada, pois o isolamento não foi possível.

DNA: a amostra não apresentou DNA suficiente para realização dos procedimentos de PCR e, consequentemente, para sequenciamento.

Comentário: A espécie apresenta um contexto amarelado que a distingue das outras espécies e, microscopicamente, apresenta basidiosporos grandes (10-13 x 9-11 µm).

Distribuição geográfica: Belize ao sul do Brasil (Ryvarden 2004).

Material examinado: Brasil: Pernambuco: Recife, Dois Irmãos, III/2012, L.S. Araujo-Neta (URM 84232).

***Amauroderma elegantissimum* Ryvarden & Iturr.**, *Synopsis Fungorum*, 19:54(2004).

Descrição: Ryvarden (2004).

Comentário:Segundo Ryvarden (2004), a espécie apresenta macroscopicamente um basidioma mais delicado e estipitado, com um estipe fino (3-10 cm x 2-3 mm), poros angulares (5-7 mm) e basidiosporos elipsoides (12-15 x 8-10 µm).

Distribuição geográfica: Brasil, Guiana e Venezuela (Ryvarden 2004).

Material examinado: Brasil:Pernambuco: Pesqueira, V/1965, A.C. Batista, (URM 47804 como *A. exile*); Tapera, Vitória, X/1954, S. J. da Silva (URM 1063 como *A. gusmanianum*).

***Amauroderma exile* (Berk.) Torrend**, *Brotéria, sér., Bot.* 18:142(1920).

Descrição: Ryvarden (2004).

Comentário: Segundo Ryvarden (2004), a espécie apresenta basidioma estipitado, superfície abhimenial glabra a velutina, superfície himenial com poros angulares (5-7 mm) e basidiosporos globosos (7-10 µm).

Distribuição geográfica: Brasil, Colômbia e Venezuela (Ryvarden 2004).

Material examinado: Brasil: Pernambuco: Dois Irmãos, VIII/1951, J. N. Silva [URM 671(IPA-2891)], II/1958, O. Soares (URM 811 como *A. renatum*).

Amauroderma intermedium (Bres. & Pat.) Torrend, *Brotéria, sér. Bot.* 18:128(1920).

(Fig. 5b)

Descrição: Ryvarden (2004).

Isolamento: a amostra não pode ser isolada devido à contaminação por bactérias e microfungos. **Teste enzimático:** a amostra não pode ser testada, pois o isolamento não foi possível.

DNA: a amostra não apresentou DNA suficiente para realização dos procedimentos de PCR e, consequentemente, para sequenciamento.

Comentário: Ryvarden (2004) descreve a espécie como sendo reconhecida por apresentar píleo com coloração marrom escuro a preto e apresentar microscopicamente células pileares apicais grandes e com paredes grossas.

Distribuição geográfica: Paraguai a Porto Rico (Ryvarden 2004).

Material examinado: Brasil: Paraíba: Santa Rita, RPPN Engenho Gargaú, XI/2002, T. B. Gibertoni (URM 77444 como *A. praetervisum*); Pernambuco: Recife, Dois Irmãos, III/2012, L.S.Araujo-Neta (URM 84237), III/2002, T. B. Gibertoni (URM 77442);

Amauroderma omphalodes (Berk.) Torrend, *Brotéria, sér. Bot.* 18:131(1920).

(Fig. 5c)

Descrição: Ryvarden (2004).

Isolamento: a amostra não pode ser isolada devido à contaminação por bactérias e microfungos. **Teste enzimático:** a amostra não pode ser testada, pois o isolamento não foi possível.

DNA: a amostra não apresentou DNA suficiente para realização dos procedimentos de PCR e, consequentemente, para sequenciamento.

Comentário: A espécie apresenta um contexto de coloração amarelado-pálido com duas linhas negras, que se originam do estipe, além de poros médios (4-6 mm) e basidiosporos subglobosos a globosos (11-14 x 10-13 µm).

Distribuição: Brasil, Colombia e Venezuela (Ryvarden 2004).

Material examinado: Brasil: Pernambuco: Cabo, Mata de Gurjau, T. B. Gibertoni, VI/2002 (URM 77445 como *A. praetervisum*), Jaqueira, RPPN Frei Caneca, VII/2012, L. S. Araujo-Neta (URM 84268), Recife, Dois Irmãos, V/1965, M. Rafael (URM 47768 como *A. auriscalpium*), VIII/1954, O. Soares (URM 892 como *Ganoderma flexipes*), I/1998, T. B. Gibertoni (URM 76717), III/2002, T. B. Gibertoni (URM 77438), V/2002, T. B. Gibertoni (URM 77439).

Amauroderma praetervisum (Pat.) Torrend, *Brotéria, sér. bot.* 18:131(1920).

(Fig. 5d)

Descrição: Ryvarden (2004).

Isolamento: a amostra não pode ser isolada devido à contaminação por bactérias e microfungos. **Teste enzimático:** a amostra não pode ser testada, pois o isolamento não foi possível.

DNA: foram obtidas sequencias de boa qualidade (Genbank KC348460 = TBG23, KC348461 = TBG13).

Comentário: A espécie apresenta basidiosporos subglobosos a globosos (10-13 x 10-12 µm) com ornamentação asperulada não muito visível, geralmente de coloração amarelada na maturidade.

Distribuição geográfica: Belize, Brasil, Costa Rica e México (Ryvarden 2004).

Material examinado: Brasil: Pernambuco: Jaqueira, RPPN Frei Caneca, III/2012, L. S. Araujo-Neta (URM 84245), VII/2012, L. S. Araujo-Neta (URM 84230), VII/2012, L. S. Araujo-Neta (URM 84255), Recife, Dois Irmãos, I/2012, III/2012, L. S. Araujo-Neta (URM 84223), V/2002, T. B. Gibertoni (URM 77443).

Amauroderma schomburgkii (Mont. & Berk.) Torrend, *Brotéria, sér. Bot.* 18:140(1920).

(Fig. 5e)

Descrição: Ryvarden (2004).

Isolamento: a amostra não pode ser isolada devido à contaminação por bactérias e microfungos. **Teste enzimático:** a amostra não pode ser testada, pois o isolamento não foi possível.

DNA: foram obtidas sequencias de boa qualidade (Genbank KC348455 = TBG3, KC348456 = TBG17, KC348457 = TBG19, KC348458 = TBG47, KC348459 = TBG49).

Comentário: A espécie apresenta uma coloração marrom avermelhada escura, com estipe levemente amarelado e, microscopicamente, apresenta basidiosporos globosos (7-10 µm).

Distribuição geográfica: Brasil, Colômbia, Cuba, Guiana Francesa, Jamaica, Nicarágua, Panamá, Porto Rico, Trinidad e Venezuela (Furtado 1981; Ryvarden 2004).

Material examinado: Brasil: Pernambuco: Jaqueira, RPPN Frei Caneca, III/2012, L. S. Araujo-Neta (URM 84225), III/2012, L. S. Araujo-Neta (URM 84226), III/2012, L. S. Araujo-Neta (URM 84227), III/2012, L. S. Araujo-Neta (URM 84228), III/2012, L. S. Araujo-Neta (URM 84229), VII/2012, L. S. Araujo-Neta (URM 84234), VII/2012, L. S. Araujo-Neta (URM 84235), VII/2012, L. S. Araujo-Neta (URM 84238), VII/2012, L. S. Araujo-Neta (URM 84253), VII/2012, L. S. Araujo-Neta (URM 84254), Recife, Dois Irmãos, III/2012, L. S. Araujo-Neta (URM 84231), III/2012, L. S. Araujo-Neta (URM 84273), V/1965, M. Rafael (URM 47768 como *A. auriscalpium*), V/2002, T. B. Gibertoni (URM 77435 como *A. gusmanianum*), XIX/1995, A. F. Vital (URM 934 como *A. omphalodes*), 1956, s/col. (URM 5420 como *A. sp*), Tamandaré, Reserva Biológica de Saltinho, VII/2012, L. S. Araujo-Neta (URM 84214), V/2002, T. B. Gibertoni (URM 77448 *A. praetervisum*) I/2001, T. B. Gibertoni (URM 77449 como *A. schomburgkii*); Sergipe: Itabaiana, Estação Ecológica Serra de Itabaiana, III/2002, T. B. Gibertoni (URM 77436 como *A. gusmanianum*).

Amauroderma sprucei (Pat.) Torrend, *Brotéria*, sér. Bot., 18:121(1920).

(Fig. 6a)

Descrição: Ryvarden (2004).

Isolamento: a amostra não pode ser isolada devido à contaminação por bactérias e microfungos. **Teste enzimático:** a amostra não pode ser testada, pois o isolamento não foi possível.

DNA: foi obtida sequência de boa qualidade (Genbank KC348462=TBG27).

Comentário: A espécie é separada das demais por apresentar um contexto decor esbranquiçada a creme pálido e basidiosporos globosos (8-10 µm).

Distribuição geográfica: Cuba, Colômbia, Brasil, Jamaica e Porto Rico (Ryvarden 2004)

Material examinado: Brasil: Alagoas: Pilar, RPPN Fazenda São Pedro, V/2002, T. B. Gibertoni (URM 77441 como *A. omphalodes*); Pernambuco: Jaqueira, RPPN Frei Caneca, III/2012, L. S. Araujo-Neta (URM 84236), Recife, Dois Irmãos, VIII/1951, C. Ferreira [URM 436(IPA-2844) como *A. auriscalpium*]; Sergipe, Itabaiana, Estação Ecologia Serra de Itabaiana, V/2002, T. B. Gibertoni (URM 77451).

Humphreya Steyaert

Este gênero caracteriza-se por apresentar basidioma estipitado, com píleo de coloração amarelo ao marrom escuro e com poros pequenos a médios. O sistema hifálico é di-trimitico apresentando hifas generativas hialinas, com grampo de conexão e os basidiosporos são geralmente grandes, truncados e ornamentados com um padrão reticulado (Steyaert 1972).

***Humphreya coffeata* (Berk.) Steyaert**, *Persoonia*, 7(1):102(1972) $\equiv$ *Polyporus coffeatum* Berk., *Ann. Mag. nat. Hist.*, Ser. 13:385(1839).

Descrição: Ryvarden (2004); Steyaert (1972).

Comentário: O material herborizado foi redeterminado como *H. coffeata* por apresentar basidiosporos elipsoides (10-13 x 8-11 μ m), de coloração marrom e reação negativa em reagente de Melzer e ornamentação reticulada.

Distribuição geográfica: Brasil, Bolívia, Cuba e Porto Rico (Ryvarden 2004).

Material examinado: Brasil: Alagoas: Pilar, RPPN Fazenda São Pedro, III/2002, T.B.Gibertoni (URM 77440 como *A. omphalodes*).

***Gomphaceae* Donk**

***Ramaria* Fr. ex Bonord**

O gênero caracteriza-se por apresentar basidioma ramificado. Os basidiosporos são elipsoides, com parede lisa, estriada, rugulosa, verruculosa e equinulada, com coloração amarelado-pálido a ferrugínea, geralmente apresentando gutulas, mas em algumas espécies são agutulados. Os basídios são usualmente multigutulados com 4 esterigmas (Corner 1950, 1970).

***Ramaria* cf. *cianocephala* (Berk. & M.A. Curtis) Corner**, *Annals of Botany Memoirs*, 1:568 (1950).

Descrição: Corner (1950).

Comentário: O material analisado apresentou basidiosporos equinulados (12.5-22.5 x 10-12.5 μ m), com pequenos espinhos, amarelo e não apresenta grampo de conexão. As características microscópicas correspondem a uma espécie de *Ramaria* e não de *Clavaria* como anteriormente identificada. Os espécimes não puderam ser identificados ao nível específico devido à ausência de observações sobre a cor do basidioma quando fresco, e os mesmos estão todos danificados, sugerindo o descarte dos mesmos.

Distribuição geográfica: Ásia, África, Brasil, Guatemala, Panamá e Peru (Corner 1950, 1970).

Material examinado: Brasil: Santa Catarina, São Francisco do Sul, Morro do Campo Alegre, VI/1962, Pe. Keitz&Pe. Klein (URM 28190 como *Clavaria cyanocephala*); Pernambuco: Recife, Dois Irmãos, VI/1954, O. Soarea, (URM 768 como *Clavaria cyanocephala*).

***Ramaria* aff. *tubulosa* (Fr.) Corner**, *Monograph of Clavaria and allied Genera. Annals of Botany Memoirs*, 1: 631 (1950).

(Fig. 3f)

Descrição: Basidioma ramificado (4-7 cm), com o centro das ramificações ocas, marrom (17SB) com pontas levemente verde-amareladas (56YG). Sistema hifálico monomitico, com hifas generativas (6-9 µm) apresentando grampo de conexão. Basidiosporos elipsoides, equinulados (10-13 x 5-7,5 µm), marrom-pálido. Basídios não observados.

Isolamento: a amostra não pode ser isolada devido à contaminação por bactérias e microfungos. **Teste enzimático:** a amostra não pode ser testada, pois o isolamento não foi possível.

DNA: apresenta sequencia, que não foi depositada no Genbank, por gerar árvores com valores de bootstrap muito abaixo de 50%.

Comentário: *Ramaria tubulosa* apresenta basidioma de coloração amarelo intenso e basidiosporos levemente menores (10-12 x 5-6 µm) do que o observado para o nosso espécime.

Distribuição geográfica: Brasil, Guiana Francesa e Guadalupe (Corner 1950).

Material examinado: Brasil: Pernambuco: Jaqueira, RPPN Frei Caneca, VII/2012, L. S. Araujo-Neta (URM 84266).

***Ramaria* sp1**

Comentário: O material apresentou basidiosporos elipsoides (10-12 x 7.5-8.75 µm) verruculosos, marrom-escuro e hifas com grampo de conexão. Todas as características analisadas correspondem com o gênero *Ramaria* e não a *Lachnocladium*, que apresenta dicohifas e reação positiva em KOH.

Material examinado: Brasil: Pernambuco: Recife, Campus da UFPE, V/1995, J. W. Kimbrough (URM 75722 como *Lachnocladium* sp.).

***Ramaria* sp2**

Comentário: O material foi identificado anteriormente como *Lachnocladium* sp, mas não apresenta dicohifas que são microestruturas característica do gênero. O material apresentou basidiosporos elipsoides (10-11 x 7-8 µm), verruculosos e hifas com grampo de conexão. Todas as características analisadas correspondem ao gênero *Ramaria*. As características são similares

ao material URM 75722. Ambos não puderam ser identificados ao nível específico devido à ausência de observações sobre a cor do basidioma quando fresco.

Material examinado: Brasil: Pernambuco: Recife, Campus da UFPE, VI/1995, H. Alves (URM 75751 como *Lachnocladium* sp).

***Ramaria* sp3**

Comentário: O material analisado apresentou basidiosporos elipsoides (4-5 x 2-3 µm), equinulados, de coloração amarelada. Os caracteres apresentados correspondem ao gênero *Ramaria*. *Ramaria luteo-flacida* apresenta basidiosporos maiores (5-6 x 3-3.5 µm) e verruculosos. O espécime não pode ser identificado ao nível específico devido à ausência de observações sobre a cor do basidoma quando fresco.

Material examinado: Brasil: Pernambuco: Recife, Curado, XI/1964, C. F. Silva (URM 47644 como *R. luteo-flacida*).

***Ramaria* sp4**

Comentário: O material analisado apresentou basidiosporos elipsoides (10-11.5 x 4-5 µm), equinulados, de coloração amarelada. As características observadas correspondem a uma espécie de *Ramaria* do subgênero *Echinoramaria* serie *Grandisporae*. *Ramaria tubulosa* apresenta ramificações ocas e os basidiosporos levemente mais largos (10-12 x 5-6 µm). O espécime não pode ser identificado ao nível específico devido à ausência de observações sobre a cor do basidioma quando fresco.

Material examinado: Brasil: Pernambuco: Recife, Dois Irmãos, XI/1964, C. F. Silva (URM 47756 como *R. tubulosa*).

***Hymenochaetaceae* Donk**

***Clavariachaete* Corner**

O gênero apresenta basidiomas ramificados e longos, com setas se projetando além da camada himenial. O sistema hifálico é monomitico, não apresenta hifas infladas e grampo de conexão. Os basidiosporos são subglobosos, hialinos com parede lisa e basídios com 4 esterigmas. O gênero apresenta apenas duas espécies conhecidas (Corner 1950, 1970; Parmasto 2010).

***Clavariachaete peckoltii* (Lloyd) Corner, *Annals of Botany Memoirs*, 1:269(1950).**

Descrição: Corner (1950, 1970).

Comentário: O material analisado apresentou setas himeniais bastante abundantes de coloração marrom-escuro (55-120 x 6-13 µm) e visíveis em lupa. Não foram observados basidiosporos e basídios. *Clavariachaete rubiginosum*, a outra espécie do gênero, apresenta setas maiores (100-250 x 12-18 µm) e é registrada apenas para Venezuela.

Distribuição geográfica: Brasil (Corner 1950).

Material examinado: Brasil: Pernambuco: Recife, Dois Irmãos, VI/1951, T. Garjão [URM 657(IPA-2892) como *Lachnocladium hoffmann*].

***Coltricia* Gray**

O gênero apresenta características como basidioma anual e estipitado, com superfície velutina ou hirsuta, amarela a marrom-avermelhada. O estipe é geralmente central e concolor ao píleo. O sistema hifálico é monomitico, com hifas generativas com septo simples, e setas estão ausentes. Os basidiosporos são cilíndricos a elipsoides e, em alguns casos, dextrinoides. Os basídios são geralmente clavados com 2-4 esterigmas (Ryvarden & Johansen 1980; Ryvarden 2004).

***Coltricia cinnamomea* (Jacq.) Murrill**, *Bulletin of the Torrey Botanical Club*, 31(6):343 (1904).

Descrição: Ryvarden (2004).

Comentário: A espécie se caracteriza pelo basidioma estipitado, com poros de 2-4 por mm e basidiosporos oblongo a amplamente elipsoide (6.5-8 x 5-6 µm).

Distribuição geográfica: Cosmopolita (Ryvarden 2004).

Material examinado: Brasil: Paraíba: Mamanguape, Reserva Biológica Guaribas, VII/2001, T. B. Gibertoni (URM 77574); Pernambuco: Cabo, Mata de Gurjau, VII/2001, T. B. Gibertoni (URM 77452), Recife, Dois Irmãos, III/2009 J. M. Baltazar (URM 80106), III/2009 J. M. Baltazar (URM 80105), V/2009 J. M. Baltazar (URM 80107); Sergipe, Estação Ecológica Serra de Itabaiana, VII/2001, T. B. Gibertoni (URM 77453).

***Coltricia velutina* Baltazar & Gibertoni**, *Mycologia*, 102(6):1258(2010).

Descrição: Baltazar & Gibertoni (2010).

Comentário: Segundo Baltazar & Gibertoni (2010), a espécie é caracterizada por apresentar basidioma pequeno (1.55 cm), velutino, com basidiosporos subglobosos a amplamente

elipsoides [5.5–6.5(–7) x 4.5–5.5(4–6) μm], amarelo-pálidos amarrum-pálidos, dextrinoides em Melzer.

Distribuição geográfica: Brasil (Baltazar & Gibertoni 2010).

Material examinado: Brasil:Pernambuco: Recife, Dois Irmãos, III/2009, T. B. Gibertoni (URM 80113), III/2009, T. B. Gibertoni (URM 80112), III/2009, T. B. Gibertoni (URM 80110), III/2009, T. B. Gibertoni (URM 80111), III/2009, T. B. Gibertoni (URM 80114), III/2009, T. B. Gibertoni (URM 80108), V/2009, T. B. Gibertoni (URM 80109), V/2009, T. B. Gibertoni (URM 80115), V/2009, T. B. Gibertoni (URM 80116).

***Coltriciella* Murrill**

O gênero apresenta basidioma estipitado, marrom-avermelhado, com poros de 2-3mm. O sistema hifálico é monomítico, apresentando hifas generativas com septos simples e as setas estão ausentes. Os basidiosporos são elipsoides, pálido-amarelados, verruculosos (Ryvarden & Johansen 1980; Ryvarden 2004).

***Coltriciella oblectabilis*(Lloyd) Kotl., Pouzar & Ryvarden, *Ceská Mykologie*, 38(3):140 (1984).**

Descrição: Ryvarden & Johansen (1980); Ryvarden (2004).

Comentário: Ryvarden (2004) caracteriza a espécie por apresentar poros grandes [1-2(3) mm] e basidiosporos oblongos a elipsoides (7-10 x 4-5 μm) e verruculosos.

Distribuição geográfica: Brasil e Estados Unidos (Ryvarden 2004).

Material examinado: Brasil: Pernambuco: Recife, Dois Irmãos, V/2009, J. M. Baltazar (URM 80104).

***Hymenochaete* Lév.**

O gênero caracteriza-se por apresentar basidioma anual ou perene, ressupinado, effuso-reflexo a sessil, estipitado, flabeliforme a espatulado. O sistema hifálico é monomítico com hifas sem grampo de conexão, hialinas a marrons. As setas estão presentes, de coloração marrom-escuro. Os basidiosporos são subglobosos a alantoides, hialinos e com parede lisa. Os basídios são clavados a cilíndricos com 4 esterigmas (Léger 1998; Parmasto 2001).

***Hymenochaete damicornis* (Link) Lév. [como '*damaecornis*'], *Annls Sci.Nat., Bot.*, sér. 35:151(1846).**

Descrição: Léger (1998); Parmasto (2001).

Isolamento: a amostra não pode ser isolada devido à contaminação por bactérias e microfungos. **Teste enzimático:** a amostra não pode ser testada, pois o isolamento não foi possível.

DNA: foram obtidas sequências de boa qualidade (Genbank KC348466 = TBG35, KC348467 = TBG55, KC348468 = TBG57).

Comentário: A espécie apresenta basidioma estipitado, além de setas himeniais chegando a medir de 70-140(100-200) μm e basidiosporos elipsoides (5-6.5 x 3-3.5 μm). É a única espécie do gênero com basidioma estipitado.

Distribuição geográfica: Cosmopolita (Parmasto 2001).

Material examinado: Brasil: Alagoas: Pilar, RPPN Fazenda São Pedro, V/2002, T. B. Gibertoni (URM 77247); Paraíba: Santa Rita, RPPN Engenho Garjau, V/2001, T. B. Gibertoni (URM 77241), Mamanguape, Reserva Biológica Guaribas, VII/2001, T. B. Gibertoni (URM 77242), João Pessoa, Mata do Buraquinho III/2002, T. B. Gibertoni (URM 77245); Pernambuco: Cabo, Refúgio da Vida Silvestre Gurjau, III/2002, T. B. Gibertoni (URM 77243), Recife, Dois Irmãos, V/2002, T. B. Gibertoni (URM 77240), Tamandaré, Reserva Biológica de Saltinho, I/2012, III/2012, L. S. Araujo-Neta (URM 84222), I/2012, L. S. Araujo-Neta (URM 84241), III/2012, L. S. Araujo-Neta (URM 84248), Jaqueira, RPPN Frei Caneca, III/2012, L. S. Araujo-Neta (URM 84262), III/2012, L. S. Araujo-Neta (URM 84263), VII/2012, L. S. Araujo-Neta (URM 84269), Tamandaré, Reserva Biológica Saltinho, III/2002, T. B. Gibertoni (URM 77246).

***Phylloporia* Murrill**

O gênero apresenta basidioma anual, ressupinado a pileado. Poros marrons, redondos a angulares. Apresentando contexto de coloração marrom-claro ao escuro. O sistema hifálico é mono-dimitico, com hifas generativas hialinas a marrom ferrugineas apresentando septos simples e as setas estão ausentes. Os basidiosporos são subcilíndricos a elipsoides, amarelados quando atingindo a maturidade (Wagner & Ryvarden 2002b; Ryvarden 2004).

***Phylloporia pectinata* (Klotzsch) Ryvarden, *Synopsis Fungorum*, 5: 196 (1991).**

Descrição: Wagner & Ryvarden (2002b); Ryvarden (2004).

Comentário: A espécie apresenta um basidioma estipitado, com poros 8-10 por mm e basidiosporos subglobosos (3- 3.5 (4) x 3 µm), hialinos a amarelo-pálidos, com paredes espessas.

Distribuição geográfica: Pantropical (Ryvarden 2004).

Material examinado: Brasil: Rio Grande do Norte: Nisia Floresta, Floresta Nacional de Nisia Floresta, V/2002, T. B. Gibertoni (URM 77466).

***Lachnocladiaceae* D. A. Reid**

***Lachnocladium* Lév.**

O gênero apresenta basidioma anual, palmados eramificados dicotomicamente. A superfície abhimenial é tomentosa quando jovem. O sistema hifálico é dimitico com hifas generativas hialinas e dicohifas amareladas. Os basidiosporos são subglobosos a elipsoides e os basídios são clavados a subcilíndricos com 2-4 esterigmas (Stalpers 1996; Corner 1950, 1970).

***Lachnocladium schweinfurthianum* Henn., Bot.Jb. 17:21(1893).**

(Fig.3e)

Descrição: Corner (1950, 1970)

Isolamento: a amostra não pode ser isolada devido à contaminação por bactérias e microfungos. **Teste enzimático:** a amostra não pode ser testada, pois o isolamento não foi possível.

DNA: foi obtida sequencia de boa qualidade (Genbank KC348469 = TBG61).

Comentário: A espécie apresenta dicohifas em forma estreladas (4-7.5 µm), hifas medulares (2-4.5 µm) e basidiosporos elipsoides [(3) 3.5-4.5 x 2.5-3.5 µm], com apículos (0.7 µm)

Distribuição geográfica: Brasil e EUA (Corner 1950).

Material examinado: Brasil: Pernambuco: Cabo, Mata de Gurjau, VIII/1998, T. B. Gibertoni (URM 76831), Recife, Dois Irmãos, VIII/2011, L. S. Araujo-Neta (URM 84247), V/2002, T. B. Gibertoni (URM 77338), Jaqueira, RPPN Frei Caneca, VII/2012, L. S. Araujo-Neta (URM 84267); Sergipe: Itabaiana, Estação Ecologica Serra de Itabaiana, VII/2001, T. B. Gibertoni (URM 77339).

***Lachnocladium* sp1**

Comentário: O material analisado apresentou reação em KOH. O sistema hifálico é dimitico, com dicohifas abundantes. Não foram observados basidiosporos, não sendo possível a

determinação do espécime. O gênero *Clavaria* apresenta hifas infladas e não apresenta reação em KOH.

Material examinado: Brasil:Pernambuco: Recife, Águas Frias,1955, L. Alves (URM 2344 como *Clavaria* sp).

***Meripilaceae* Jülich**

***Rigidoporus* Murrill**

O gênero apresenta basidioma anual ou perene, pileado a ressupinados. O píleo apresenta-se tomentoso a glabo e usualmente zonado. O sistema hifálico é mono-dimitico, e apresenta hifas generativas com septo simples. Pode apresentar cystídios ou não, incrustados ou não. Os basidioporos são ovoides a globosos, hialinos, com reação negativa ao Melzer (Gilbertson & Ryvarden 1987).

***Rigidoporus* aff. *biokoensis* (Bres. ex Lloyd) Ryvarden** [como '*biokoense*'], *Norw. Jl Bot.* 19:236(1972).

(Fig. 6h)

Descrição: Basidioma (6.5 cm), pileado, estipitado (4.5 cm), marrom-claro a amarelado, píleo flabeliforme. Contexto esbranquiçado levemente espesso. Superfície abhimenial levemente zonada. Superfície himenial marrom-clara, poros angulares (8-10 por mm). Sistema hifálico monomitico, com hifas generativas (5-7.5 μ m). Cistídio clavado (20-40 x 10-19 μ m). Basidiosporos globosos (5-6 μ m), com parede lisa. Basídio clavado (8-10 x 6-8 μ m), com 4 esterigmas.

Isolamento: a amostra não pode ser isolada devido à contaminação por bactérias e microfungos. **Teste enzimático:** a amostra não pode ser testada, pois o isolamento não foi possível.

DNA: a amostra não apresentou DNA suficiente para realização dos procedimentos de PCR e, consequentemente, para sequenciamento.

Comentário: *Rigidoporus biokoensis* apresenta basidioma estipitado, com estipe curto (0.3-2.5 cm) e basidiosporos globosos (4-4.5 μ m). Entretanto, o espécime coletado apresenta um estipe longo (4.5 cm) e basidiosporos maiores (5-6 μ m). *Rigidoporus* aff. *biokoensis* representa uma provável espécie nova.

Distribuição geográfica: Pantropical (Ryvarden & Johansen 1980).

Material examinado: Brasil: Pernambuco: Recife, Jardim Botânico, III/2012, L. S. Araujo-Neta (URM 84233).

***Meruliaceae* Rea**

***Podoscypha* Pat.**

O gênero caracteriza-se por apresentar basidioma espatulado, flabelado a infundibuliforme e estipitado. O sistema hifálico é dimitico, geralmente com hifas hialinas com grampo de conexão. Geralmente apresenta caulocistídios e pileocistídios. Os basidiosporos são subcilíndricos a amplamente elipsoides a subglobosos e os basídios são clavados com 2-4 esterigmas (Reid 1965; Ryvarden 2010).

***Podoscypha aculeata* Berk. & M.A. Curtis) Boidin, *Revue de Mycologie*, 24:210(1959).**

Descrição: Reid (1965); Drechsler-Santos *et al.* (2007); Ryvarden (2010).

Comentário: A espécie apresenta basidioma estipitado formando uma roseta, os caulocistídios e pileocistídios estão ausentes e os basidiosporos são subglobosos a globosos [5.0-6.0 (7.0) x 4.0-5.0 µm], hialinos, gutulados e apiculados.

Distribuição geográfica: Estados Unidos e Brasil (Ryvarden 2010).

Material examinado: Brasil: Pernambuco: Recife, Dois Irmão, III/2002, T. B. Gibertoni (URM 78845).

***Podoscypha mellissii* (Berk. ex Sacc.) Bres., *Mém. Acad. Malgache* 6:11(1928).**

Descrição: Reid (1965); Ryvarden (2010).

Comentário: A espécie apresenta basidioma infundibuliforme e estipitado, pileocistídios ausentes, caulocistídios (120 µm), cistídios metuloides no himênio e basidiosporos amplamente elipsoides (3-4 x 2.5-3 µm).

Distribuição geográfica: Pantropical (Reid 1965; Ryvarden 2010).

Material examinado: Brasil: Pernambuco: Cabo de Santo Agostinho, Refúgio de Vida Silvestre Gurjáú, V/2002, T. B. Gibertoni (URM 77477), Recife, Dois Irmãos, VII/2001, T. B. Gibertoni (URM 77475),

***Podoscypha ovalispora* D. A. Reid, *Beih. Nova Hedwigia* 18:218(1965).**

(Fig. 4c)

Descrição: Reid (1965); Ryvarden (2010).

Isolamento: a amostra não pode ser isolada devido à contaminação por bactérias e microfungos. **Teste enzimático:** a amostra não pode ser testada, pois o isolamento não foi possível.

DNA: a amostra não apresentou DNA suficiente para realização dos procedimentos de PCR e, consequentemente, para sequenciamento.

Comentário: A espécie apresenta basidioma flabelado, pileocistídios subcilíndricos a clavados (130µm), caulocistídios subcilíndricos a clavados (200 µm), gleocistídios subcilíndricos (30-50 x 4-8 µm) e basidiosporos ovóides (5.5-7 x 4-4.7µm), hialinos, com parede fina.

Distribuição geográfica: Brasil (Reid 1965; Ryvarden 2010).

Material examinado: Brasil: Rio Grande do Norte: Baía Formosa, RPPN Sen. Antonio Faria, Mata da Estrela, V/2002, T. B. Gibertoni (URM 77087); Pernambuco: Cabo, Mata de Gurjá, III/2002, T. B. Gibertoni (URM 77094), III/2002, T. B. Gibertoni (URM 77095), V/2002, T. B. Gibertoni (URM 77096), VI/2002, T. B. Gibertoni (URM 77097), VII/2001, T. B. Gibertoni (URM 77098), Igarassu, Refúgio Ecológico Charles Darwin, VII/2001, T. B. Gibertoni (URM 77104), VII/2001, T. B. Gibertoni (URM 77105), VII/2001, T. B. Gibertoni (URM 77103), VII/2001, T. B. Gibertoni (URM 77099), Jaqueira, RPPN Frei Caneca, VII/2012, L. S. Araujo-Neta (URM 84271), Recife, Dois Irmãos, IX/2011, L. S. Araujo-Neta (URM 84242), V/2002, T. B. Gibertoni (URM 77085), V/2002, T. B. Gibertoni (URM 77084), Tamandaré, Reserva Biológica de Saltinho, III/2002, T. B. Gibertoni (URM 77092), VII/2001, T. B. Gibertoni (URM 77089), V/2002, T. B. Gibertoni (URM 77093).

Podoscypha ravenelii (Berk. & M.A. Curtis) Pat., *Essai Tax. Hyménomyc.* (Lons-le-Saunier):71(1900).

(Fig. 4b)

Descrição: Reid (1965); Ryvarden (2010).

Isolamento: a amostra não pode ser isolada devido à contaminação por bactérias e microfungos. **Teste enzimático:** a amostra não pode ser testada, pois o isolamento não foi possível.

DNA: a amostra não apresentou DNA suficiente para realização dos procedimentos de PCR e, consequentemente, para sequenciamento.

Comentário: A espécie apresenta basidioma infundibuliforme, espatulado a flabelado, pileocistídios e caulocistídios ausentes, gleocistídios clavados (30-50 x 5-6 µm) e basidiosporos subglobosos a elipsoides (3.7-5.2 x 2.5-3.5 µm), hialinos, com parede fina.

Distribuição geográfica: Cosmopolita (Reid 1965; Ryvarden 2010).

Material examinado: Brasil: Pernambuco: Recife, Jardim Botânico, II/2012, L. S. Araujo-Neta (URM 84224), III/2012, L. S. Araujo-Neta (URM 84240).

***Podoscypha* sp1**

Descrição: Basidioma levemente zonado (3.5 cm), estipitado, infundibuliforme, marrom-escuro (18U), com centro levemente canela-claro a escuro (15B). Estipe (1.5 cm), com pequenos pelos. Superfície himenial lisa. Sistema hifálico dimitico, com hifas generativas hialinas (2-3 μ m), com grampo de conexão, esqueleteais hialinas (3-5 μ m). Basidiosporos elipsoides (5-6 x 2-2.5 μ m) hialinos, gutulados, com parede lisa. Cistídios metuloides (60 μ m), hialinos. Basídios clavados (35-45 x 20-30 μ m), com 4 esterigmas.

Isolamento: positivo (URM6984 = URM 84218). **Teste enzimático:** amilase(-); celulase(-); protease(-); lacase(+); peroxidase (+).

DNA: foi obtida sequência de boa qualidade (Genbank KC348470 = TBG9).

Comentário: A espécie foi identificada ao nível de gênero, pois os caracteres morfológicos não correspondem a nenhuma espécie conhecida. Possivelmente, representa uma espécie nova.

Material examinado: Brasil: Pernambuco: Tamandaré, Reserva Biológica de Saltinho, VIII/2011, L. S. Araujo-Neta (URM 84218).

***Stereopsis* D. A. Reid**

O gênero apresenta basidioma espatulado, flabelado, pseudo-infundibuliforme ou raramente infundibuliforme. O himênio é liso. Sistema hifálico monomitico, apresentando hifas com grampo de conexão. Os cistídios estão ausentes, mas podendo apresentar gloecistídios em algumas espécies. Os basidiosporos são amplamente elipsoides a subglobosos. Os basídios são clavados apresentando 2-4 esterigmas (Reid 1965; Ryvarden 2010).

***Stereopsis hiscens* (Berk. & Ravenel) D.A.Reid, *Beih.Nova Hedwigia* 18:298(1965).**

(Fig. 4d)

Descrição: Reid (1965); Ryvarden (2010).

Isolamento: positivo (URM6970/URM6971 = URM 84211). **Teste enzimático:** amilase(-); celulase(-); protease(-); lacase(+); peroxidase(+).

DNA: a amostra não apresentou DNA suficiente para realização dos procedimentos de PCR e, consequentemente, para sequenciamento.

Comentário: A espécie apresenta basidioma ereto com formação de roseta ou com ramos achatados (clavarióide), sistema hifálico monomitico, com hifas generativas [2.5-3.5(-5) μ m],

cistídios e gloecistídios ausentes e basidiosporos ovóides a subglobosos (4.5-6.5 x 3.5-5.5 μm).

Distribuição geográfica: Regiões tropicais e subtropicais (Reid 1965; Ryvarden 2010).

Material examinado: Brasil: Pernambuco: Tamandaré, Reserva Biológica de Saltinho, VII/2011, L. S. Araujo-Neta (URM 84211), VII/2011, L. S. Araujo-Neta (URM 84215), IX/2011, L. S. Araujo-Neta (URM 84220).

Stereopsis sp1

Comentário: O material analisado apresentou basidiosporos subglobosos a elipsoides (6-7.5x5-6 μm) e gloecistídios cilíndricos (4-8 μm). Não foi observado grampo de conexão. O espécime se aproximou de *S. cartilagina* (Massee) D. A. Reid pelo tamanho dos basidiosporos (5-7.5 x 4-6 μm), mas essa espécie só apresenta registro para África e Ásia. O gênero *Cotylidia* não apresenta espécies com gloecistídios na camada himenial.

Material examinado: Brasil: Pernambuco: Recife, Iputinga, 1961, J. L. Bezerra (URM 23288 como *Cotylidia* sp).

Pterulaceae Corner

Pterula Fr.

É um gênero que apresenta basidioma ramificado e simples. O sistema hifálico é dimitico e cistídios podem ou não estar presentes. Os basidiosporos são elipsoides a subglobosos, com parede lisa. Os basídios são clavados com 2-4 esterigmas. As espécies são geralmente encontradas em húmus, madeira, solo e em plantas viva (Corner 1950).

***Pterula plumosa* (Schwein.) Fr., *Linnaea* 5:532(1830).**

Descrição: Corner (1950)

Comentário: Macroscopicamente, o material analisado corresponde a *P. plumosa*, devido à presença de um basidioma ramificado com pontas agudas e delgadas. Microscopicamente, o himênio estava colapsado, sem basidiosporos e basídios, sendo sugerido o descarte do material.

Distribuição geográfica: EUA, Venezuela, África e Brasil (Corner 1950).

Material examinado: Brasil, Pernambuco: Recife, Dois Irmãos, IV/1950, O. Soares [URM 360(IPA-2355)].



Figura 3. Espécies de fungos clavarioides: A - *Clavaria* aff. *zollingeri*; B - *Clavulinopsis* aff. *flavella*; C - *Clavulina* aff. *amethystinoides*; D - *Clavulina* *amazonensis*; E - *Lachnocladium* *schweinfurthianum*; F- *Ramaria* aff. *tubulosa*; G - *Scytinopogon* *robustus*.



Figura 4. Espécies de fungos estereoides: A - *Hymenochaete* *damicornis*; B - *Podoscypha* *ravenelii*;

C - *Podoscypha ovalispora*; D - *Stereopsis hiscens*.



Figura 5. Espécies de fungos poroides: A - *Amauroderma camerarium*; B - *A. intermedium*; C - *A. omphalodes*; D - *A. praetervisum*; E - *A. schomburgkii*.



Figura 6. Espécies de fungos poroides: F - *Amauroderma sprucei*; G - *Laetiporus persicinus*; H - *Rigidoporus* aff. *biokoensis*.

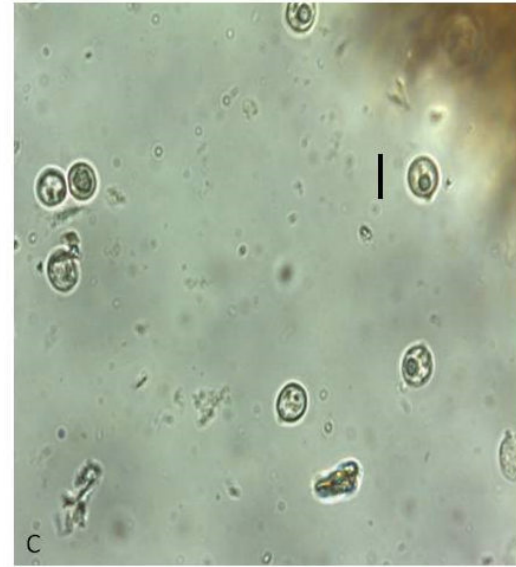
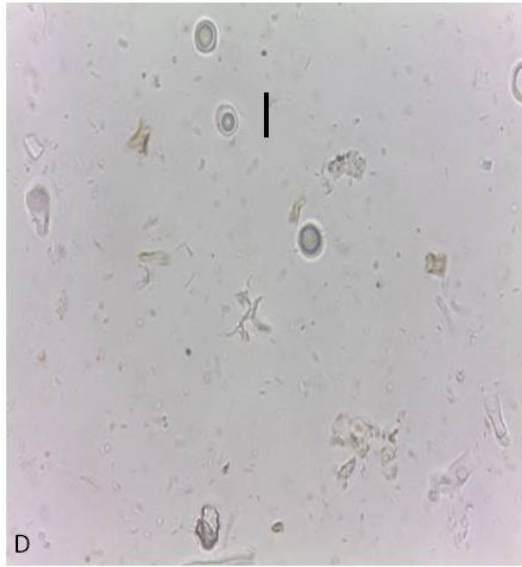
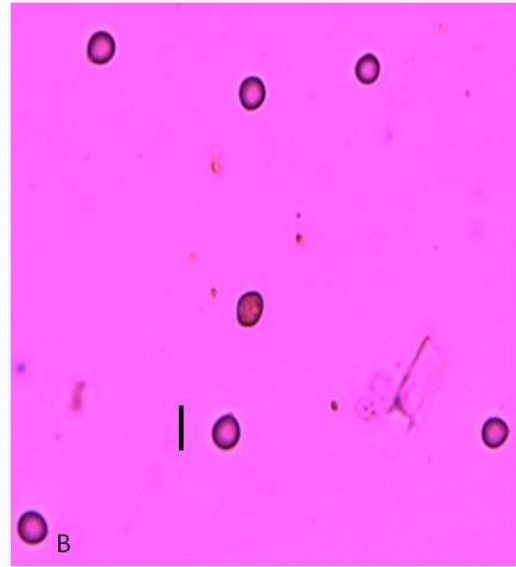
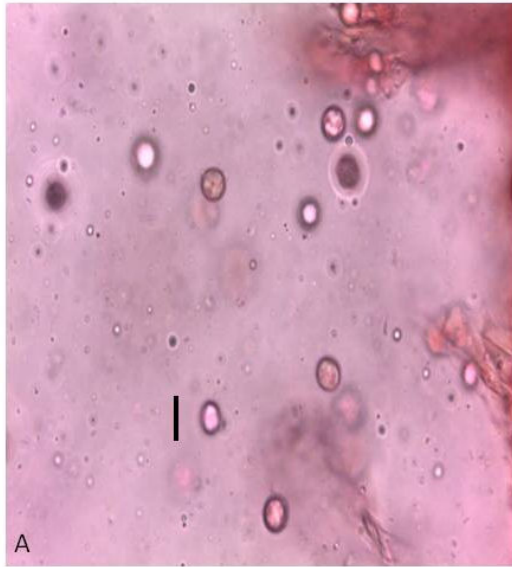


Figura 7. Basidiosporos das espécies de fungos clavarioides: A - *Clavaria* aff. *zollingeri*; B - *Clavulina* *amazonensis*; C - *Clavulina* aff. *amenthystinoides*; D - *Clavulinopsis* aff. *flavella*; E - *Ramaria* aff. *tubulosa*; F - *Scytinopogon* *robustus*. Escala = 1 μ m.

4.2. Aspectos ecológicos

4.2.1. Diversidade

As 18 visitas às áreas de coletas resultaram em 54 espécimes coletadas nos transectos percorridos, distribuídos em 23 espécies, 13 gêneros (*Amauroderma*, *Clavaria*, *Clavulinopsis*, *Clavulina*, *Hymenochaete*, *Laetiporus*, *Lachnocladium*, *Podoscypha*, *Ramariopsis*, *Ramaria*, *Rigidoporus*, *Scytinopogon* e *Stereopsis*) e nove famílias (Fig. 8). Do mesmo modo quando incluídas as espécies herborizadas (item 4.1), as espécies clavarioides são aquelas que compõem a maior parte da riqueza de Agaricomycetes de solo (10 espécies), seguida pelas poroides (oito) e estereoides (cinco). *Amauroderma* também foi o gênero com maior número de espécies (seis), dessa vez seguido por um gênero estereóide (*Podoscypha*, com três espécies) e um clavarióide (*Clavulina*, com duas).

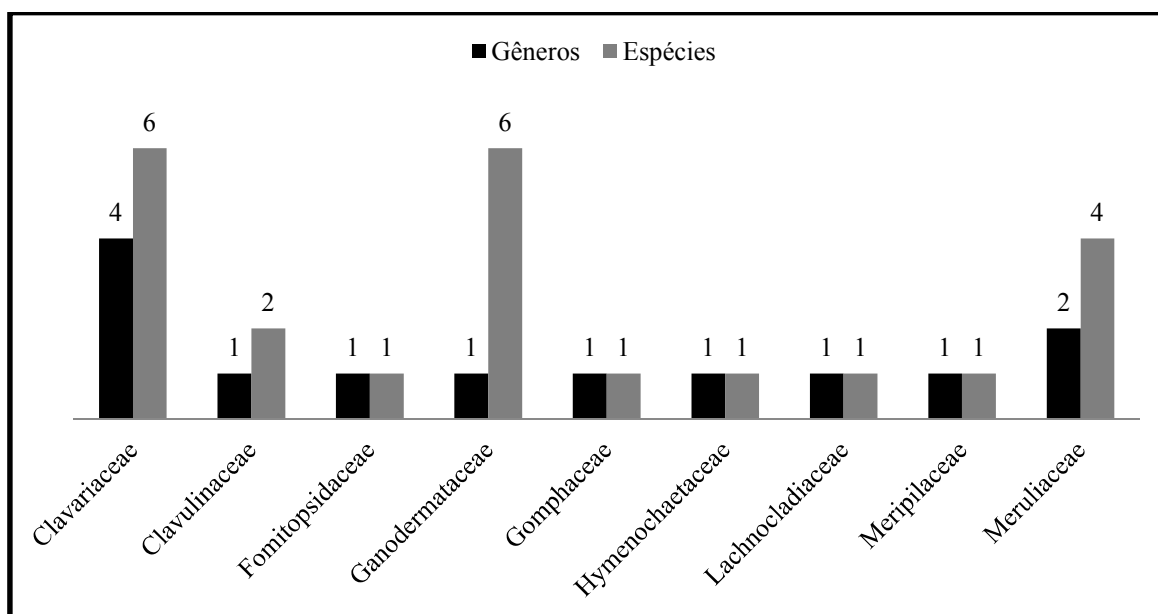


Figura 8. Número de gêneros e espécies encontrados por família.

As espécies mais representativas em número de espécimes coletados foram *Amauroderma schomburgkii* (13), *Hymenochaete damicornis* (sete), *A. praetervisum*, *Clavulinopsis flavella* e *Stereopsis hiscens* (três cada).

Apesar do menor número de visitas (duas), a área com maior número de espécimes (27) e espécies (12) coletados foi a RPPN Frei Caneca (Fig. 9). Além disso, apresentou sete espécies exclusivas. A Reserva Biológica de Saltinho, a área mais visitada (oito vezes), apresentou 15 espécimes e sete espécies, das quais seis exclusivas (Fig. 9). As três espécies coletadas durante as quatro visitas ao Jardim Botânico do Recife foram exclusivas a essa área, enquanto o Parque Estadual Dois Irmãos, também visitado quatro vezes, apresentou cinco espécies, das quais duas exclusivas.

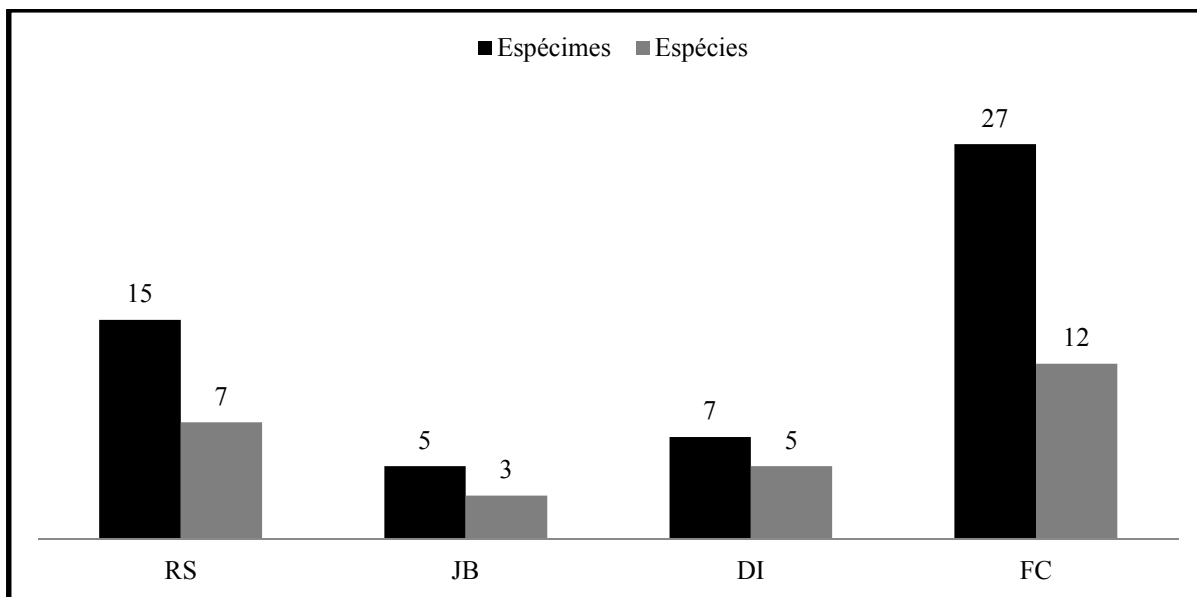


Figura 9. Números de espécimes e espécies coletados por área (RS - Reserva Biológica de Saltinho; JB - Jardim Botânico; DI - Parque Estadual Dois Irmãos; FC - RPPN Frei Caneca).

Em relação à época de coleta, verificou-se que a RPPN Frei Caneca apresentou 11 espécies coletadas no período chuvoso e cinco no seco; a Reserva Biológica de Saltinho apresentou sete espécies no chuvoso e quatro no seco; o Parque Estadual Dois Irmãos apresentou cinco espécies no chuvoso e nenhuma no seco e o Jardim Botânico apresentou quatro espécies no chuvoso e nenhuma no seco. Em relação ao número de espécimes e espécies coletados no período seco e chuvoso, houve uma diferença significativa entre os dois períodos. Foram coletados mais espécimes e espécies no período chuvoso (Fig. 10). Entretanto, 14 espécies só ocorreram no período chuvoso e apenas uma espécie ocorreu no período seco: *Amauroderma sprucei*.

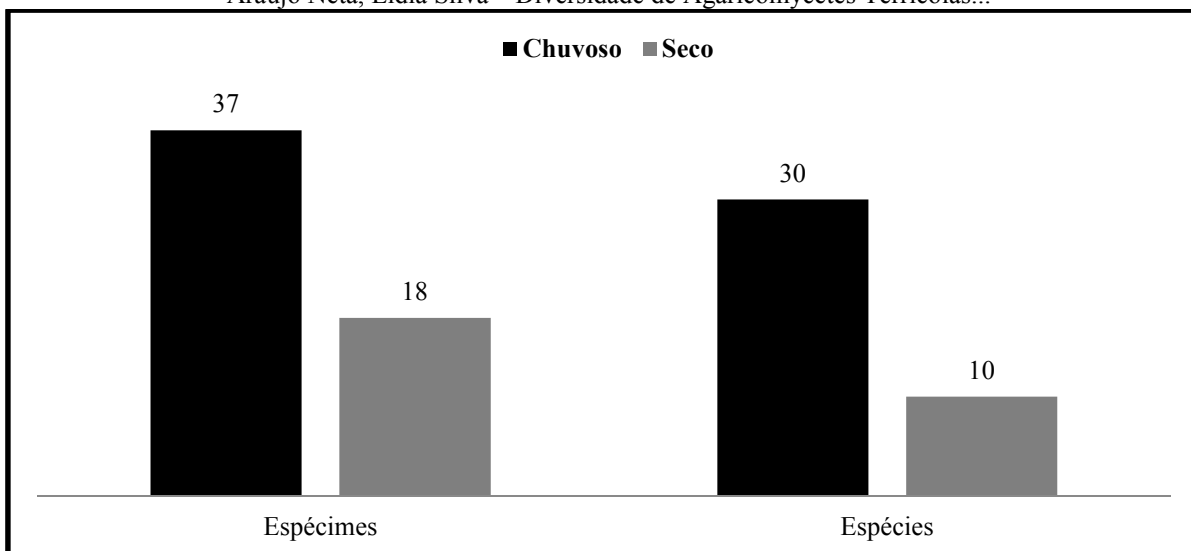


Figura 10. Números de espécimes e espécies em relação ao período seco e chuvoso ($\chi^2 = 7,44$; $\chi^2 = 10$; χ^2 crítico = 3,481; gl = 1; p = 5%).

4.2.2. Interações ecológicas

Das 51 amostras de solo coletadas, foram obtidas 51 amostras de raízes. Essas raízes foram analisadas quanto parasitismo e ectomicorrizacão.

Em relação ao parasitismo, em nenhuma amostra de raiz foi observada mancha enegrecida indicadora de necrose.

Em relação à interação micorrizica, foram observadas macroscopicamente seis raízes possivelmente colonizadas. Entretanto, DNA de fungos não foi detectado na extração e amplificação das amostras, somente o DNA das plantas.

Em relação ao saprofitismo, dos 54 espécimes coletados, foram obtidos sete isolados (Fig. 11). Todos os isolados foram negativos para a produção das enzimas celulase, amilase e protease e positivos para as enzimas lacase e peroxidase (Tab.2 e Fig.12).

Tabela 3. Espécies de isolados e enzimas testadas

Espécies	Enzimas				
	Amilase	Celulase	Protease	Lacase	Peroxidase
<i>Clavulinopsis</i> aff. <i>flavella</i>	(-)	(-)	(-)	(+)	(+)
<i>Clavulinopsis</i> aff. <i>flavella</i>	(-)	(-)	(-)	(+)	(+)
<i>Podoscypha</i> sp1	(-)	(-)	(-)	(+)	(+)
<i>Ramariopsis</i> sp1	(-)	(-)	(-)	(+)	(+)
<i>Ramariopsis</i> sp2	(-)	(-)	(-)	(+)	(+)
<i>Stereopsis</i> <i>hiscens</i>	(-)	(-)	(-)	(+)	(+)
<i>Stereopsis</i> <i>hiscens</i>	(-)	(-)	(-)	(+)	(+)

<i>Pycnoporus sanguineus</i> (controle positivo)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)
<i>Fomitopsis cupreorosea</i> (controle negativo)				(-)	(-)

Nenhuma das espécies de fungos clavarioides e estereoides isoladas tem registro na literatura para isolamento e teste enzimático. McLaughlin & McLaughlin (1972) isolaram, mas não testaram, *Pterula* sp., representante de um gênero clavarioide que pode apresentar espécies de solo ou de madeira. Dillon & Alexopoulos (1969) isolaram as espécies clavarioides *Typhula phacorrhize* (Reichard) Fr. e *Clavariadelphus junceus* (Alb. & Schwein) Corner, espécies comumente encontradas em substrato de madeira, húmus e raramente em solo. Contudo, não as testaram quanto à produção de enzimas. Koske & Leathers (1969) obtiveram duas culturas das espécies clavarioides *Clavicornia pyxidata* (Pers.) Doty e *Clavicornia divaricata* Leathers & A. H. S., que também não foram testadas. Essas espécies são comuns em substratos de madeira e raramente em solo. *Clavariadelphus pistillaris* (L.) Donk e *Clavulina cristata* (Holmsk.) J. Schröt., espécies que podem apresentar espécimes de solo ou de madeira, foram isoladas e testadas para produção de lacase e peroxidase. *Clavariadelphus pistillaris* apresentou reação positiva para lacase após 21 dias de incubação, enquanto *C. cristata* não apresentou atividade para nenhuma das enzimas testada após esse tempo (Peláez *et al.* 1995).

Stalpers (1978) realizou um trabalho com espécies de Aphyllophorales isolados de madeira, todos os isolados foram testados para enzimas lacase e peroxidase. Isolados de *Amauroderma rude* (Berk.) Torrend, *Polyporus tuberaster* (Jacq. ex Pers.) Fr., *Sparassis crispa* (Wulfen) Fr., *Phaeolus schweinitzii* (Fr.) Pat. e *Meripilus giganteus* (Pers.) P. Karst., foram testados para lacase e peroxidase. *Amauroderma rude* e *P. tuberaster* foram positivas para lacase, enquanto *S. crispa* foi negativa para essa enzima. *Meripilus giganteus* foi positiva para lacase e peroxidase, enquanto *P. schweinitzii* foi negativa para essas enzimas. Todas as espécies citadas podem ser encontradas em solo.

Agerer *et al.* (2012) realizaram um trabalho de avaliação dos estados tróficos de espécies de *Ramaria* em vários substratos (solo, serrapilheira e madeira) utilizando análises com os isótopos C^{13} e N^{15} . Os padrões isotópicos das espécies estudadas corresponderam geralmente aos diferentes substratos onde são encontradas. As espécies com basidiomas encontrados em madeira e serrapilheira apresentaram uma baixa taxa de N^{15} e uma alta taxa de C^{13} , sendo consideradas saprofíticas. Espécies encontradas no solo apresentaram uma alta taxa de N^{15} e uma taxa intermediária de C^{13} , sendo consideradas ectomicorrizicas. Entretanto, algumas espécies encontradas em solo apresentaram alta taxa de N^{15} e baixa taxa de C^{13} , e seu nível trófico não pode ser explicado.

O complexo enzimático dos Agaricomycetes terrícolas ainda é pouco estudado. Desse modo, não se sabe como ocorre a dinâmica e funcionalidade enzimática desses fungos no solo (Baldrian 2008). Desta maneira, são essenciais os estudos focando as enzimas celulolíticas e ligninolíticas desse grupo, pois essas enzimas desempenham um papel crucial na decomposição da matéria orgânica e no ciclo do carbono. Além disso, os complexos de enzimas celulolíticas e ligninolíticas apresentam um grande potencial de aplicação na indústria biotecnológica (Macielet *al.* 2010).

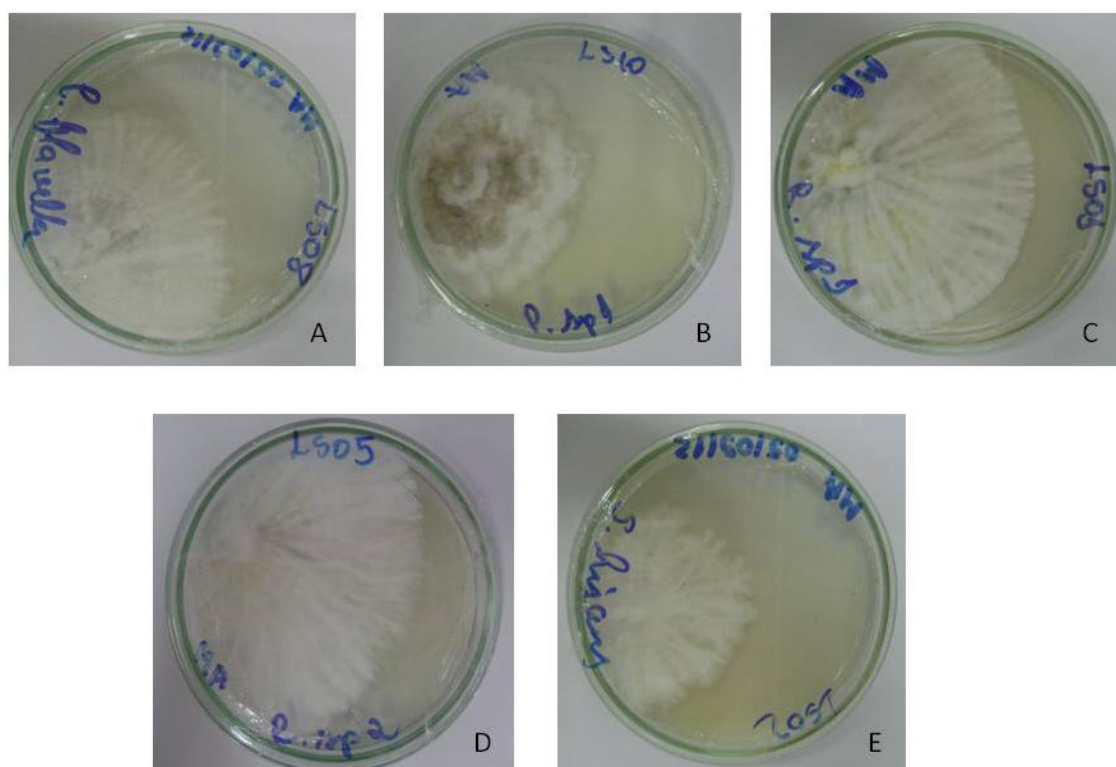


Figura 11. Culturas dos isolados: A - *Clavulinopsis* aff. *flavella*; B - *Podoscypha* sp1; C - *Ramariopsis* sp1; D - *Ramariopsis* sp2; E - *Stereopsis* *hiscens*.

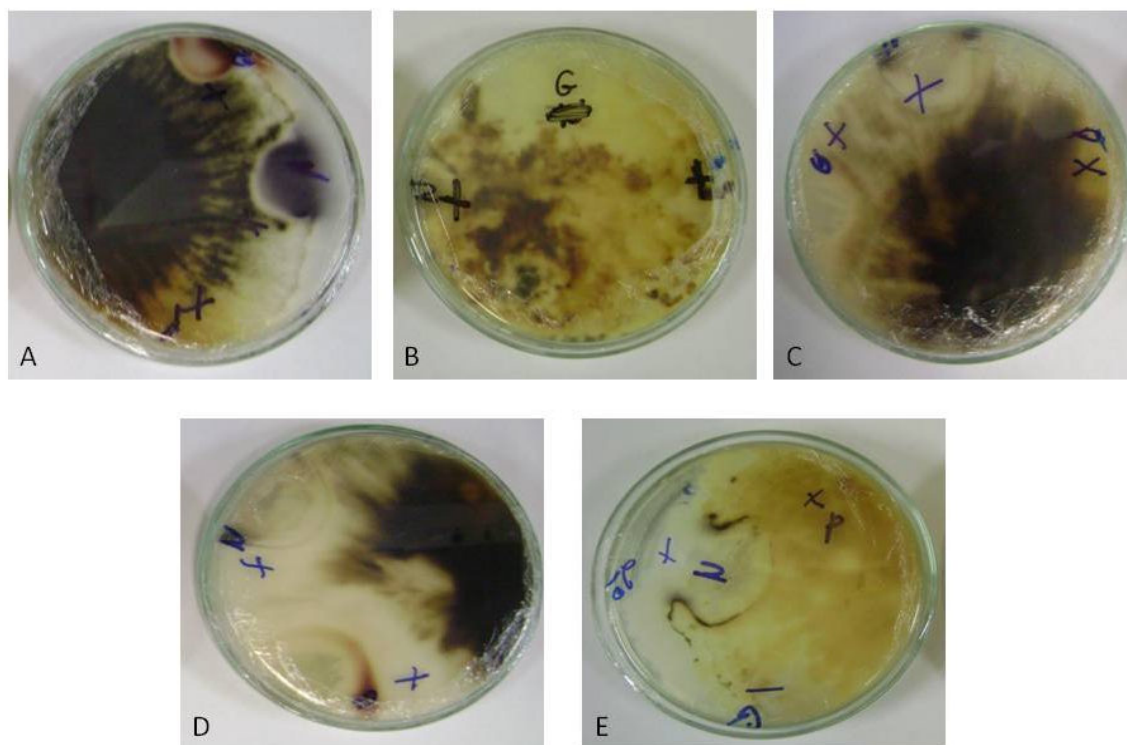


Figura 12. Isoladostestados para as enzimas lacase e peroxidase: A – *Clavulinopsis* aff. *flavella*; B - *Podoscypha* sp1; C - *Ramariopsis* sp1; D - *Ramariopsis* sp2; E - *Stereopsis* *hiscens*.

4.3. Avaliação molecular

Dos 54 espécimes coletados, foram obtidas sequencias de 17 indivíduos, pertencentes aos gêneros *Amauroderma*, *Clavulinopsis*, *Clavulina*, *Lachnocladium*, *Hymenochaete*, *Podoscypha* e *Ramaria*. Adicionalmente, foram obtidas duas sequencias de Agaricomycetes encontrados em substrato de madeira (*Podoscypha* cf. *tomentipes*).

Os indivíduos morfológicamente identificados como *A. schomburgkii* (TBG3, TBG17, TBG19, TBG47 e TBG49) e *A. praetervisum* (TBG23) obtiveram a confirmação da identificação morfológica a partir das sequencias obtidas. Os espécimes identificados morfológicamente como *A. intermedium* (TBG13) e *A. camerarium* (TBG27) apresentaram maior identidade molecular com *A. praetervisum* e *A. sprucei*, respectivamente.

O indivíduo TBG61, morfológicamente identificado como *Lachnocladium schweinfurthianum*, mostrou maior identidade com *Lachnocladium* sp. Entretanto, não há representantes de *Lachnocladium* identificados em nível específico depositados no GenBank.

O espécime TBG45, identificado morfológicamente como *Ramaria* cf. *tubulosa*, se confirma neste gênero, apresentando maior identidade com *R. largentii* (90%). Entretanto, é possível que TBG45 seja uma nova espécie, uma vez que *R. tubulosa* apresenta o basidioma de

coloração amarelo intenso e basidiosporos aculeado (10-12 x 5-6 μm), o que não foi observado no espécime estudado. *R. largentii* apresenta basidioma branco a amarelo-pálido e basidiosporos subcilíndricos (13.4 x 4.5 μm) e verruculoso.

O espécime TBG5 foi identificado morfologicamente como *Clavulinopsis* aff. *flavella*. Filogeneticamente, esse táxon agrupa-se com outros representantes de *Clavulinopsis* com valores de bootstrap superiores a 99% (Fig. 13). A espécie foi confirmada por comparação com o tipo. O indivíduo TBG59, identificado como *Clavulinopsis* sp1, formou um clado com *C. miyabeana*. Entretanto, esses indivíduos não se agrupam no clado de *Clavulinopsis*, nem com qualquer outro gênero de *Clavariaceae*. Desse modo, é possível que *Clavulinopsis* sp1 e *C. miyabeana* correspondam a um gênero ainda não descrito.

O espécime TBG11 foi identificado morfologicamente como *Clavulina amazonensis*. A espécie apresenta basidioma ramificado, basidiosporos subglobosos, 2-4 esterigmas por basídios, sendo de fácil identificação. Na análise filogenética, esse indivíduo agrupou-se com *C. amazonensis* com valores de bootstrap superiores a 96% (Fig. 14).

Os espécimes TBG9 (*Podoscypha* sp.1), TBG51 e TBG53 (*Podoscypha* cf. *tomentipes*) foram confirmados em nível de gênero, agrupando-se no mesmo clado de *P. petalodes* com valores de bootstrap acima de 92% nas duas análises (Fig. 15). Os três indivíduos formaram um clado com valores de bootstrap superiores a 99%, sendo os espécimes de *Podoscypha* cf. *tomentipes* agrupados à parte, com 100% de suporte. As sequências de *Podoscypha* cf. *tomentipes* são de materiais encontrados em substratos de madeira. *Podoscypha* sp.1 pode representar uma nova espécie.

A análise filogenética demonstra que os espécimes TBG35, TBG55 e TBG57, identificados como *Hymenochaete damicornis*, agrupam-se firmemente no gênero *Hymenochaete* (Fig. 16), o qual é sustentado por valores de bootstrap de 100%. *Hymenochaete damicornis*, espécie de fácil reconhecimento, mas muitas vezes identificada como *Stiptochaete damicornis*, se confirma então como representante do gênero *Hymenochaete*.

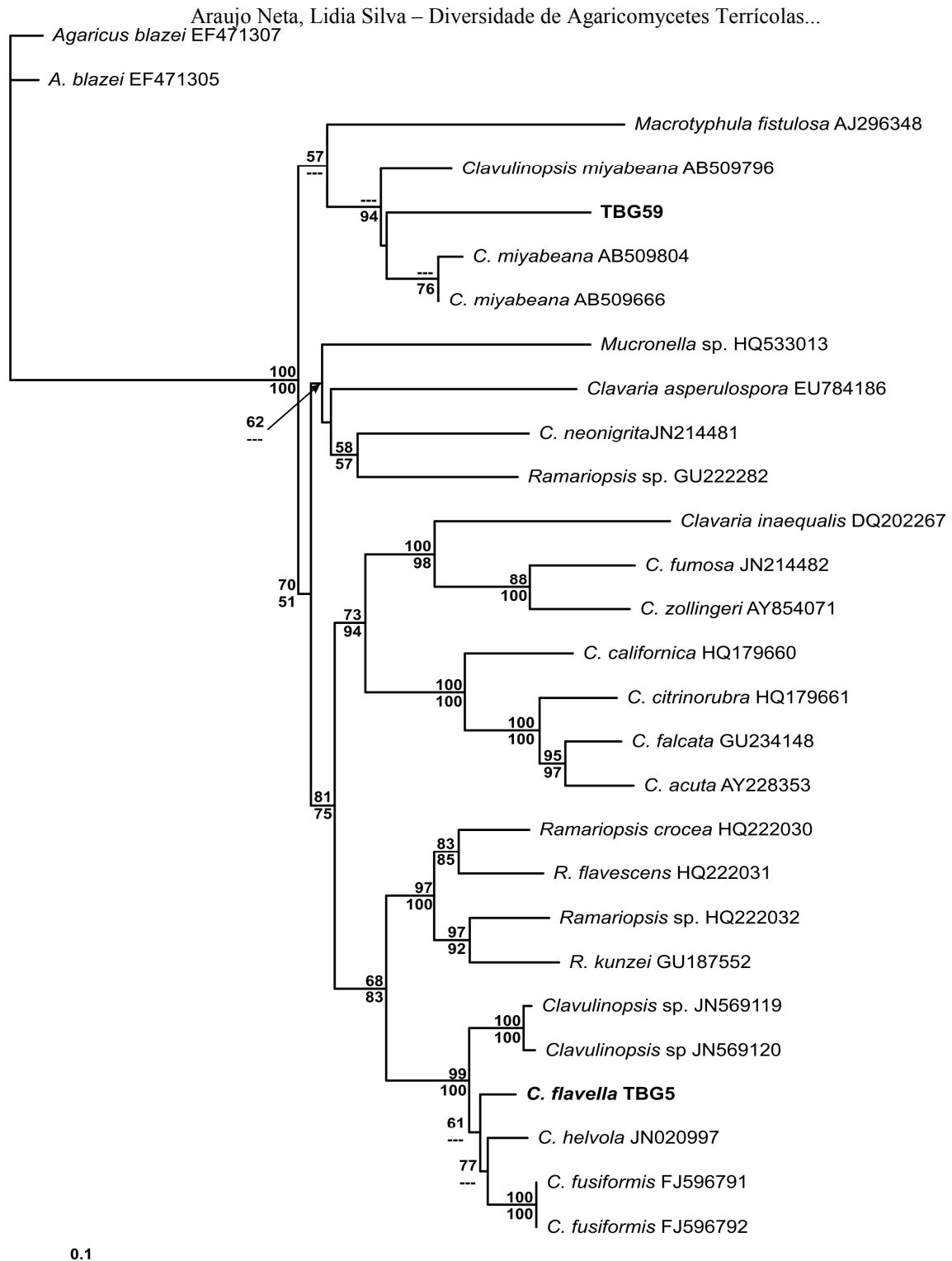


Figura 13. Árvore filogenética de representantes da família *Clavariaceae* obtida a partir de análises de sequências da região ITS do rDNA. Valores de bootstrap são de neighbor-joining (acima dos ramos) e máxima parcimônia (abaixo dos ramos). As sequências são seguidas pelo número de acesso no GenBank. Os espécimes utilizados nesse estudo estão em negrito. *Agaricus blazei* foi utilizado como grupo externo. São mostrados apenas os valores de bootstrap acima de 50% (Índice de Consistência = 0.48; Índice de retenção = 0.59).

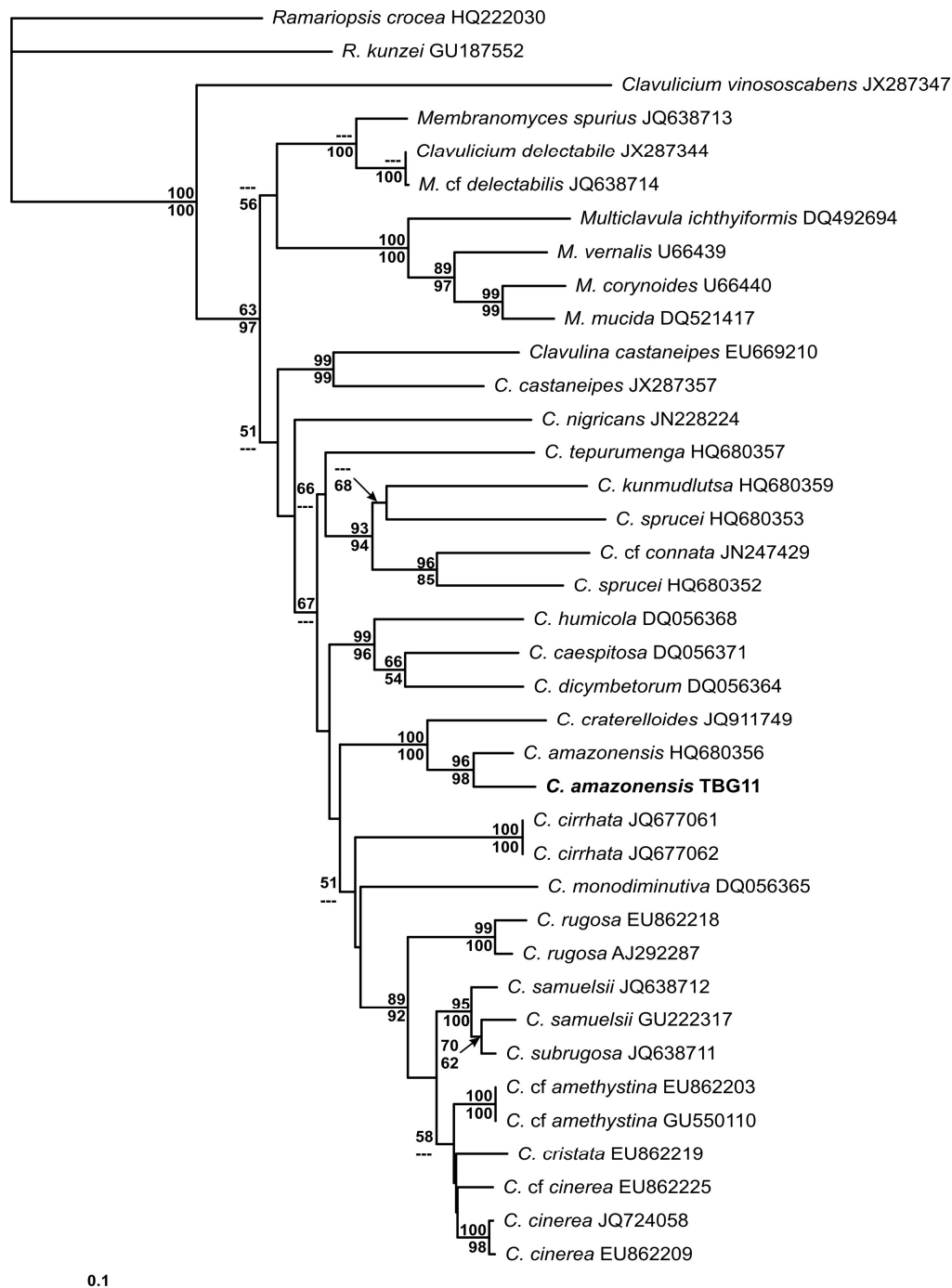
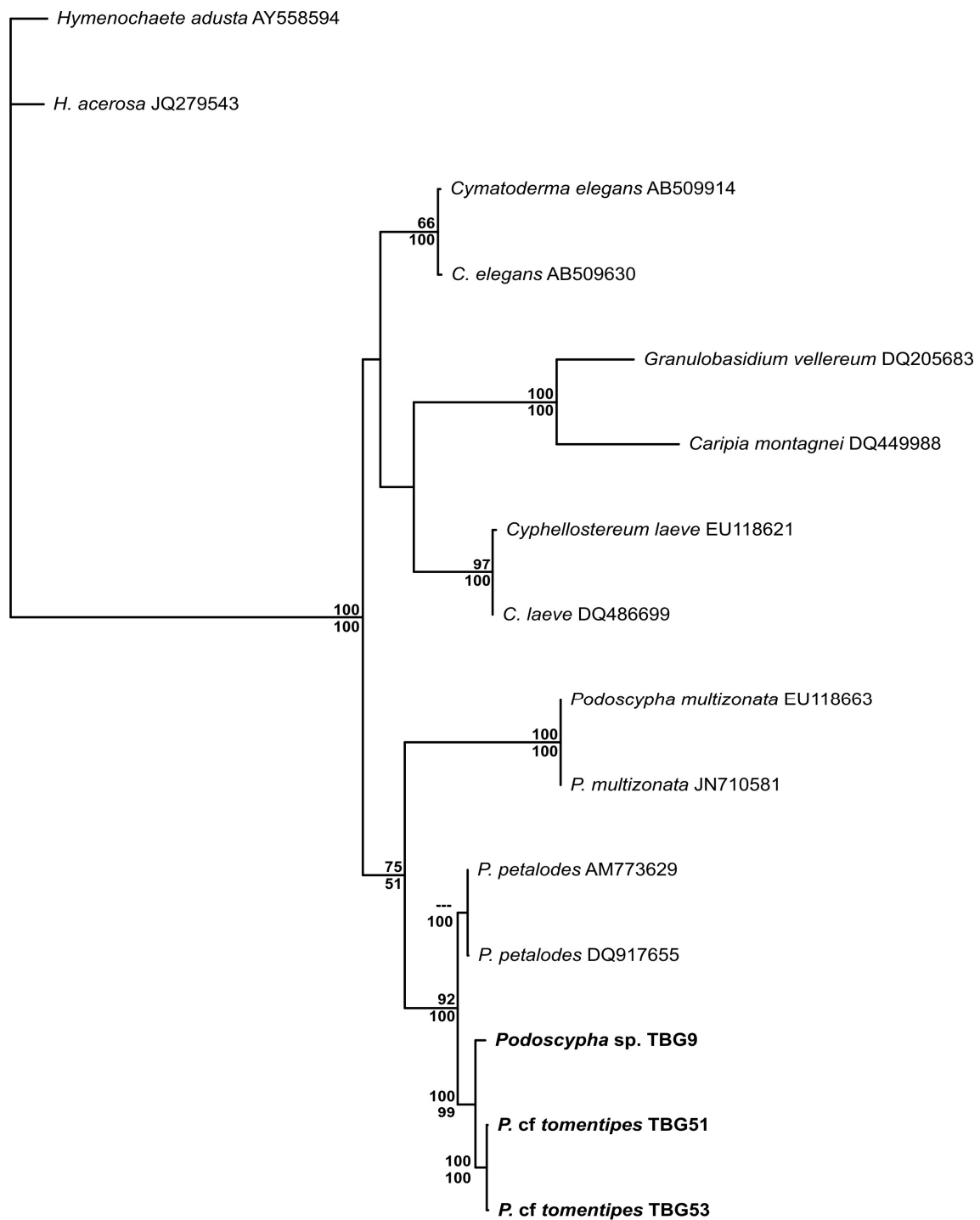


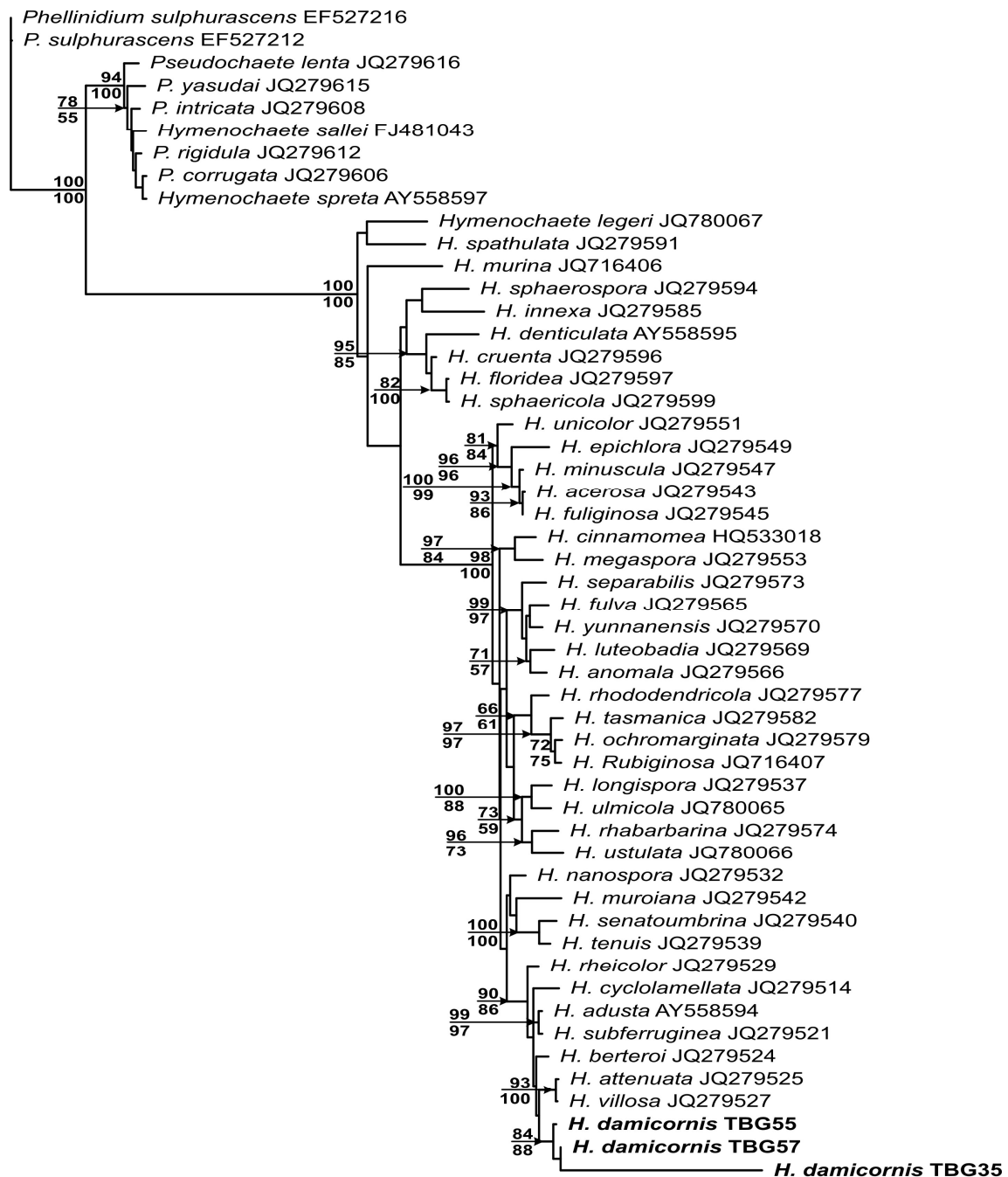
Figura 14. Árvore filogenética de representantes da família *Clavulinaceae* obtida a partir de análises de seqüências da região ITS do rDNA. Valores de bootstrap são de neighbor-joining (acima dos ramos) e máxima parcimônia (abaixo dos ramos). As seqüências são seguidas pelo número de acesso no GenBank. Os espécimes utilizados nesse estudo estão em negrito. *Ramariopsis crocea* e *R. kunzei* foram utilizados como grupo externo. São mostrados apenas os valores de bootstrap acima de 50% (Índice de Consistência = 0.46; Índice de retenção = 0.52).



0.1

Figura 15. Árvore filogenética de representantes da família *Podoscyphaceae* obtida a partir de análises de seqüências da região ITS do rDNA. Valores de bootstrap são de neighbor-joining (acima dos ramos) e máxima parcimônia (abaixo dos ramos). As seqüências são seguidas pelo número de acesso no GenBank. Os espécimes utilizados nesse estudo estão em negrito. *Hymenochaete adusta* e *H. acerosa* foram utilizados como grupo externo. São mostrados

apenas os valores de bootstrap acima de 50% (Índice de Consistência = 0.76; Índice de retenção = 0.75).



0.1

Figura 16. Árvore filogenética do gênero *Hymenochaete* obtida a partir de análises de sequências da região ITS do rDNA. Valores de bootstrap são de neighbor-joining (acima dos ramos) e máxima parcimônia (abaixo dos ramos). As seqüências são seguidas pelo número de acesso no GenBank. Os espécimes utilizados nesse estudo estão em negrito. *Phellinidium sulphurascens* foi utilizado como grupo externo. São mostrados apenas os valores de bootstrap acima de 50% (Índice de Consistência = 0.41; Índice de retenção = 0.64).

5. CONCLUSÕES

- As áreas estudadas apresentam uma considerável diversidade de Agaricomycetes terrícolas, sendo os clavarioides os mais representativos em número de gêneros e espécies;
- Coletas desses fungos devem ser realizadas na época chuvosa, quando são mais numerosos. Entretanto, o período seco também deve ser explorado, pois cinco espécies ocorreram apenas nessa época;
- Esses fungos podem ser considerados sapróbios, uma vez que não houve indicação de parasitismo e/ou micorrização;
- O sequenciamento auxiliou na confirmação e/ou identificação das espécies, pelo menos ao nível de gênero.

REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS

- Agerer, R.. 1986. Studies on Ectomycorrhizae II- Introducing Remarks on Characterization and Identification. *Mycotaxon*, 26: 473-492.
- Agerer, R.. 1991. *Characterization of ectomycorrhiza*. In: Norriss, J.R., Read, D.J., Varma, A. K. Methods in microbiology. Academic Press, 23: 25-74.
- Agerer, R.; Christan, J.; Mayr, C.; Hobbie, E. 2012. Isotopic signatures and trophic status of *Ramaria*. *Mycology Progress*, 11: 47-59.
- Agência Estadual de Meio Ambiente e Recursos Hídricos (CPRH). 2001. *Diagnóstico sócio ambiental: litoral sul de Pernambuco*. Recife: CPRH.
- Alexopoulos, C. J.; Mims, C. W.; Blackwell, M. 1996. *Introductory Mycology*. New York, John Wiley.
- Andreazza, R.; Antonioli, Z.I.; Oliveira, V.L.; Leal, L.T.; Moro, C.A.; Pieniz, S. 2008. Ocorrências de associação micorrízica em seis essências florestais nativos do Estado do Rio Grande do Sul. Santa Maria. *Ciências Florestal*, 18 (3): 343-351.
- Azevedo, C. P. L. & Guerrero, R. T. 1993. Estudo Biossistemático de Espécies do Gênero *Hymenochaete* (Basidiomycetes) no Rio Grande do Sul. *Florianópolis, Insula*, 22:143-176.

- Baldrian, P. 2008. Enzymes of saprotrophic Basidiomycetes. In: Boddy, L.; Frankland, J. C.; West, P. V. (eds.) Ecology of saprotrophic Basidiomycetes. *Academic Press*, pp.19-36.
- Baltazar, J. M.; Gibertoni, T. B. 2009. A checklist of the aphyllorphoroid fungi (Basidiomycota) recorded from the Brazilian Atlantica Forest. *Mycotaxon*, 109: 439-442.
- Baltazar, J. M.; Ryvarden, L.; Gibertoni, T. B. 2010. The genus *Coltricia* in Brazil: new records and two new species. *Mycologia*, 102 (6): 1253-1262.
- Banki, M.T.; Lindner, D. L.; Ortiz-Santana, B.; Lodge, D. J. 2012. A new species of *Laetiporus* (Basidiomycota, Polyporales) from the Caribbean basin. *Kurtziana*, 37 (1): 15-21
- Bononi, V. L. R. 1979. Basidiomicetos do Parque Estadual da Ilha do Cardoso: III. Espécies Clavarióides, Teleforóides e Estereóides. *Rickia*, 8: 105-121.
- Bononi, V. L. R.; Grandi, R. A. P. 1998. (Eds.). Zigomicetos, Basidiomicetos e Deuteromicetos: noções básicas de taxonomia e aplicações biotecnológicas. São Paulo: Instituto de Botânica, pp.107-139.
- Bonnen, A.M.; Anton, L.H.; Orth, A.B. 1994. Lignin degrading enzymes of the commercial button mushroom, *Agaricus bisporus*. *Applied and Environmental Microbiology*, 60: 960–965.
- Boddy, L.; Frankland, J. C.; West, P. V. 2008. Ecology of saprotrophic Basidiomycetes. *Academic Press*, pp.19-36.
- Blackwell, M. 2011. The Fungi: 1, 2, 3...5.1 million species?. *American Journal of Botany*, 98 (3): 426-438.
- Brundrett, M.; Bougher, N.; Dell, B.; Grove, T.; Malajczuk, N. 1996. *Working with mycorrhizas in forestry and agricultura*. Aciar, Canberra.
- Cairney, J. W. G.; Chambers, S. M. 1999. Ectomycorrhizal fungi: key genera in profile. Berlin: *Springer*.
- Campacci, T. V. S.; Gugliotta, A. M. 2009 – A review of Amaurodermain Brazil, with *A.oblongisporum* newly recorded from the neotropics. *Mycotaxon*, 110: 423-436.
- Campelo, M. J. A. & Pôrto, K. C. 2007. Brioflora epífita e epífila da RPPN Frei Caneca, Jaqueira, PE Brasil. *Acta Botânica Brasilica*, 21 (1): 185-192.
- Castro, A. M.; Pereira-Jr, N. 2010. Produção, Propriedade e aplicação de celulases na hidrólise de resíduos agroindustriais. *Nova Química*, 33 (1): 181-188.
- Cavalcanti, M. A. Q. 1972. Caracteres culturais de alguns Basidiomycetes isolados em Recife. Universidade Federal de Pernambuco, Instituto de Micologia. Publicação, 694: 1-15.
- Conservation International do Brazil, Fundação SOS Mata Atlântica, Fundação Biodiversitas, Instituto de Pesquisas Ecológicas, Secretaria do Meio Ambiente do Estado de São Paulo, Instituto Estadual de Florestas-MG. 2000. Avaliação e ações prioritárias para conservação

- Araujo Neta, Lidia Silva – Diversidade de Agaricomycetes Terrícolas... da biodiversidade da Mata Atlântica e Campos Sulinos. Secretaria de Biodiversidade e Florestas do Ministério do Meio Ambiente. Brasília, MMA/SBF. pp.40.
- Corner, E. J. H. 1950. *A Monograph of Clavaria and Allied Genera*. Oxford University Press, pp. ii-740.
- Corner, E. J. H. 1967. Notes on Clavaria. *Trans. Br. Mycol. Soc.*, 50 (1): 33-44.
- Corner, E. J. H. 1970. Supplement to a monograph of *Clavaria* and allied genera. *Beihefte zur Nova Hedwigia*, 33: 1-299.
- Chen, D. M.; Taylor, A. F. S.; Burke, R. M.; Cairney, J. W. G. 2001. Identification of genes for lignin peroxidases and manganese peroxidases in ectomycorrhizal fungi. *New Phytologist*, 152: 151-158.
- Deacon, J. W. 2006. *Fungal biology*. 4th ed. Malden, Massachusetts, Blackwell Publishing.
- Dentinger, B. T. M.; McLaughlin, David, J. 2006. Reconstructing the Clavariaceae using nuclear large subunit rDNA sequences and a new genus segregated from *Clavaria*. *Mycologia*, 98 (5): 746-762.
- Dillon, M. A. & Alexopoulos, C. J. 1969. Clavariaceae sporophores in agar culture. *Mycologia*, 61(5): 997-999.
- Drechsler-Santos, E. R.; Gibertoni, T. B.; Cavalcanti, M. A. Q. 2007. *Podoscypha aculeata*, a new Record for the neotropics. *Mycotaxon*, 101: 69-72.
- Drechsler-Santos, E. R.; Gibertoni, T. B.; Góes-Neto, A.; Cavalcanti, M. A. Q. 2009. A re-evaluation of the lignocellulolytic Agaricomycetes from the Brazilian semi-arid region. *Mycotaxon*, 108: 241-244.
- Erden, E.; Ucar, M. C.; Gezer, T.; Pazarlioglu, N. K. 2009. Screening for ligninolytic enzymes from autochthonous fungi and applications for decolorization of remazole marine blue. *Brazilian Journal of Microbiology*, 40: 346-353.
- Farid, A. M.; Lee, S. S.; Maziah, Z.; Patahayah, M. 2009. Pathogenicity of *Rigidoporus microporus* and *Phellinus noxius* against four major plantation tree species in Peninsular Malaysia. *Journal of Tropical Science*, 21(4): 289-298.
- Fidalgo, O. 1968. Introdução á historia da micologia brasileira. *Rickia*, 3: 1-44.
- Fidalgo, O. 1970. Adição á historia da micologia brasileira I. A coleta mais antiga. *Rickia*, 5: 1-3.
- Fidalgo, O.; Fidalgo, M. E. P. K. 1970. A poisonous *Ramaria* from Southern Brazil. *Rickia*, 5: 71-83.
- Fidalgo, O.; Bononi, V. L. R. 1989. *Técnicas de coleta, preservação e herborização de material botânico*. Instituto de Botânica, São Paulo.

- Fundação SOS Mata Atlântica/INPE. 2001. *Atlas dos remanescentes florestais da Mata Atlântica e ecossistemas associados no período de 1995–2000*. Fundação SOS Mata Atlântica/ INPE, São Paulo.
- Galindo-Leal, C.; Câmara, I. G. 2005. *Status do Hotspot Mata Atlantica: uma síntese*. Fundação SOS Mata Atlântica/Conservação InternacionalBrasil, Belo Horizonte.
- García-Sandoval, R.; Cifuentes, J. 2005. A phylogeny of Ramariopsis and allied taxa. *Mycotaxon*, 94: 265-292.
- Gibertoni, T. B.; Ryvarden, L.; Cavalcanti, M. A. Q. 2006. Stereoid fungi (Basidiomycota) of the Atlantic Rain Forest in Northeast Brazil. *Nova Hedwigia*, 82: 105-113.
- Gibertoni, T. B.; Santos, P. J. P.; Cavalcanti, M. A. 2007. Ecological aspects of Aphyllophorales in the Atlantic rain forest in northeast Brazil. *Fungal Diversity*, 25: 49-67.
- Gibertoni, T. B. & Drechsler-Santos, E. R. 2010. Lignocellulytic Agaricomycetes from the Brazilian Cerrado biome. *Mycotaxon*, 111: 87-90.
- Gilbertson, R. L.; Ryvarden, L. 1986. *North American Polypores*. vol. 1. Fungiflora, Oslo.
- Gilbertson, R. L.; Ryvarden, L. 1987. *North American Polypores*. vol. 2. Fungiflora, Oslo.
- Glen, M.; Bougher, N. L.; Francis, A. A.; Nigg, S. Q.; Lee, S. S.; Irianto, R.; Barry, K. M.; Beadle, C. L.; Mohammed, C. L. 2009. Ganoderma and Amauroderma species associated with root-rot disease of Acacia mangium plantation trees in Indonesia and Malaysia. *Australasian Plant Pathology*, 38: 345-356.
- Góes-Neto, A.; Loguercio-Leite, C.; Guerrero, R. T. 2005. DNA extraction from frozen field-collected and dehydrated herbarium fungal basidiomata with high content of secondary metabolites and/or polysaccharides: performance of SDS and CTAB-based methods. *Biotemas*, 18 (2): 19-32.
- Gomes-Silva, A. C. & Gibertoni, T. B. 2009a. Checklist of the aphylloporaceous fungi (Agaricomycetes) of the Brazilian Amazonia. *Mycotaxon*, 108: 319-322.
- Gomes-Silva, A. C.; Ryvarden, L.; Gibertoni, T. B. 2009b. New and interesting species of Hymenochaetaceae from the Brazilian Amazonia. *Mycology Progress*, 8: 273-279.
- Gomes-Silva, A. C.; Gibertoni, T. B. 2009c. Revisão do Herbário URM III. Novas ocorrências de Aphyllophorales (Basidiomycetes) para Amazônia brasileira. *Revista Brasileira de Botânica* (Impresso), 32: 585-594.
- Gomes-Silva, A. C.; Baltazar, J. M.; Ryvarden, L.; Gibertoni, T. B. 2010. Amauroderma calcigenum (Ganodermataceae, Basidiomycota) and its presumed synonym A. partitum. *Nova Hedwigia*, 90: 449-455.
- Hall, T. A. 1999. BioEdit: a user-friendly biological sequence alignment editor and analysis program for Windows 95/98/NT. *Nucl. Acids Symp. Ser.* 41: 95–98.

- Harold, H.; Burdsall, Jr.; Banik, M. T. 2001. The genus *Laetiporus* in North America. *Harvard Papers in Botany*, 6 (1): 43-55.
- Henkel, T. W.; Meszaros, R.; Aime, M. C.; Kenndy, A. 2005. New *Clavulina* species from the Pakaraima Mountains of Guyana. *Mycological Progress*, 4 (4): 343–350.
- Henkel, T. W.; Aime M. C.; Uehling, J. K.; Smith, M. E. 2011. New species and distribution records of *Clavulina* (Cantharellales, Basidiomycota) from the Guyana Shield. *Mycologia*, 103: 883-894.
- Henkel, T. W.; Aime, M. C.; Chin, M. M. L.; Miller, S. L.; Vilgalys, R.; Smith, M. E. 2012. Ectomycorrhizal fungal sporocarp diversity and discovery of new taxa in Dicumbe monodominant forests of the Guiana Shield. *Biodivers Conserv*, 21: 2195–2220.
- Hibbett, D. S.; Nilsson, H.; R.; Snyder, M.; Fonseca, M.; Costanzo, J.; Shonfeld, M. 2005. Automated Phylogenetic Taxonomy: An Example in the Homobasidiomycetes (Mushroom-Forming Fungi). *Systematic Biologists*, 54 (4): 660–668.
- Hibbett, D. S. 2007. After the gold rush, or before the flood? Evolutionary morphology of mushroom-forming fungi (Agaricomycetes) in the early 21st century. *Mycological Research*, 111: 1001-1018.
- Hoff, J. A.; Klopfenstein, N. B.; Tonn, J.R.; McDonald, G. I.; Zambino, P. J.; Rogers, J.D.; Peever, T. L.; Carris, L. M. 2004. Roles of woody root-associated fungi in forest ecosystem processes: recent advances in fungal identification. Res. Pap. RMRS-RP-47. Fort Collins, CO: US Department of Agriculture, Forest Service. *Rocky Mountain Research Station*, vol.6.
- Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis (IBAMA). 2003. Resumo executivo do plano de manejo da Reserva Biológica de Saltinho. Brasília, DF: IBAMA. vol. 25.
- IBGE-Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística. 1985. *Atlas nacional do Brasil: região Nordeste*. Rio de Janeiro, IBGE.
- Kirk P. M.; Cannon P. F.; Minter D.W.; Stalpers J. A., 2008. *Dictionary of Fungi*. 10^aed. CABI Publishing, Surrey.
- Kendrick, B. 2000. *The fifth kingdom*. 2^a ed., Focus Information Group, Inc., Newburyport.
- Koske, R. E. & Leathers, C. R. 1969. Sporophores production by species of *Clavicornia* in culture. *Mycologia*, 61(5): 1000-1002.
- Larkin, M. A.; Blackshields, G.; Brown, N. P.; Chenna, R.; McGettigan, P. A.; McWilliam, H.; Valentin, F.; Wallace, I. M.; Wilm, A.; Lopez, R.; Thompson, J. D.; Gibson, T. J.; Higgins, D. G. 2007. Clustal W and Clustal X version 2.0. *Bioinformatics*, 23: 2947–2948.
- Léger, J. C. 1998. Le genre *Hymenochaete* Lévillé. *Bibliotheca Mycologica*, Band 171. Berlin, Stuttgart, pp. 1-319.

- Lindner, D. L.; Banik, M. T. 2008. Molecular phylogeny of *Laetiporus* and other Brown rot polypore genera in North America. *Mycologia*, 100 (3): 417-430.
- Maciel, M. J. M.; Silva, A. C.; Ribeiro, H. C. T. 2010. Industrial and biotechnological applications of ligninolytic enzymes of the basidiomycota: A review. *Journal Electronic of Biotechnology*, pp. 1-13.
- Machado, K. M.G.; Matheus, D. R.; Rodrigues, T. A.; Bononi, V. L.R. 2006. Enhancement of growth of *Letinus crinitus* in soil using benomyl and vegetable soil. *Brazilian Journal of Microbiology*, 37: 425-427.
- Maneevun, A.; Sanoamuang, N. 2010. Monograph of Eight Simple-club Shape Clavarioid Fungi from Nam Nao National Park Based on Morphological and Molecular Biological Data. *KKU Res J*, 15 (4): 258-270.
- Matheus, D. R.; Okino, L. K. Utilização de basidiomicetos em processos biotecnológicos. In: Bononi, V. L. R. & Grandi, R. P. (eds.) *Zigomicetos, basidiomicetos e deuteromicetos – noções básicas de taxonomia e aplicações biotecnológicas*. Instituto de Botânica, Secretaria de estado do Meio Ambiente, pp .184.
- Matheny, P. B.; Curtis, J. M.; Hofstetter, V.; Aime, M. C.; Moncalvo, J-M.; Ge, Z-W.; Yang, Z-L.; Slot, J. C.; Ammirati, J. F.; Baroni, T. J.; Bougher, N. L.; Hughes, K. W.; Lodge, D. J.; Kerrigan, R. W.; Seidl, M. T. Aanen, D. K.; De Nitis, M.; Daniele, G. M.; Desjardin, D. E.; Kropp, B. R.; Norvell, L. L.; Parker, A.; Vellinga, E. C.; Vilgalys, R.; Hibbett, D. S. 2006. Major clades of Agaricales: a multilocus phylogenetic overview. *Mycologia*, 98 (6): 982–995.
- Meijer, A. A. R 2006. Preliminary list of the macromycetes from the Brazilian state of Paraná. *Bol. Mus. Bot. Munic.*, 68: 1–55.
- Meijer, A. A. R. 2008. Macrofungos notáveis das Florestas de Pinheiro-do-Paraná. Colombo, Embrapa Florestas.
- Moreira, F. M. S; Siqueira, J. O. 2006. Microbiologia e Bioquímica do solo. 2. ed., Editora UFLA. pp.729.
- McErlean, C.; Marchant, R.; Banat, I.M. 2006. An evaluation of soil colonisation potential of selected fungi and their production of ligninolytic enzymes for use in soil bioremediations. *Antonie van Leeuwenhoek*, 90: 147-158.
- McLaughlin, D.J. & McLaughlin, E. G. 1972. Pure culture studies of fruiting and sporulation in clavarioid fungus, *Pterula* sp. *Mycologia*, 64: 599-608.
- Myers, N.; Mittermeier, R. A.; Mittermeier, C. G.; Fonseca, G. A. B.; Kent, J. 2000. Biodiversity hotspots for conservation priorities. *Nature*, 403: 853-858.

- Neuhaus, H.; Link, G. 1987. The chloroplast tRNA LYS (UUU) gene from mustard (*Sinapis alba*) contains a class II intron potentially coding for a maturase-related polypeptide. *Current Genetics*, 11: 251-257.
- Núñez, M.; Ryvarden L. 1995. *Polyporus (Basidiomycotina) and related genera*. Synopsis Fungorum. 10, Fungiflora, Oslo.
- Núñez, M.; Ryvarden L. 2000. *East Asian Polypores*. vol. 1. Synopsis Fungorum 13, Fungiflora, Oslo.
- Núñez, M.; Ryvarden, L. 2001. *East Asian Polypores*. vol. 1-2. Synopsis Fungorum 14, Fungiflora, Oslo.
- Olariaga, I.; Jugo, B. M.; Garcia-Etxebarria, K.; Salcedoi, I. 2009. Species delimitation in the European species of *Clavulina* (Cantharellales, Basidiomycota) inferred from phylogenetic analyses of ITS region and morphological data. *Mycological Research*, 113: 1261-1270.
- Parmasto, E. 2001. Hymenochaetoid fungi (Basidiomycota) of North America. *Mycotaxon*, LXXIX: 107-176.
- Parmasto, E. 2010. Clavariachaetaceae, a family of neotropical Hymenochaetales (Basidiomycota) including clavarioid, pileate and resupinate species. *Folia Cryptogamica Estonica*, 47: 51-57.
- Peláez, F.; Martínez, M. J.; Martínez, A. T. 1995. Screening of 68 species of basidiomycetes for enzymes involved in lignin degradation. *Mycology Research*, 99 (1): 37-42.
- Petersen, R. H. 1978. Notes on clavarioid fungi. XV. Reorganization of *Clavaria*, *Clavulinopsis* and *Ramariopsis*. *Mycologia*, 70: 660-671.
- Pine, E. M.; Hibbett, D. S.; Donoghue, M. J. 1999. Phylogenetic relationships of cantharelloid and clavarioid Homobasidiomycetes based on mitochondrial and nuclear rDNA sequence. *Mycologia*, 91(6): 944-963.
- Rick, J. 1959. Basidiomycetes Eubasidii in Rio Grande do Sul-Brasília 3. Hypochnaceae, Clavariaceae, Craterellaceae e Hydnaceae. *Iheringia Série Botânica* 5: 125-192.
- Rick, J. 1960. Basidiomycetes Eubasidii in Rio Grande do Sul-Brasília 4. Meruliaceae, Polyporaceae e Boletaceae. *Iheringia Série Botânica* 7: 193-295.
- Reid, D. A. 1965. *A monograph of the stipitate stereoid fungi*. Beihefte zur Nova Hedwigia, 18: 1-184.
- Rinaldi, A. C.; Comadini, O.; Kuyper, T.W. 2008. Ectomycorrhizal fungal diversity: separating the wheat from the chaff. *Fungal Diversity*, 33:1-45.
- Ryvarden, L.; Johansen, I. 1980. *A preliminary polypore flora of East Africa*. Fungiflora, Oslo.

- Ryvarden, L. 1991. *Genera of Polypores - Nomenclature and Taxonomy*. Synopsis Fungorum 5, Fungiflora, Oslo.
- Ryvarden, L.; Gibertson, R. L. 1993. European Polypores. Vol. 6. Oslo: Synopsis Fungorum, Fungiflora.
- Ryvarden, L. 2004. *Neotropical Polypores. Part 1*. Synopsis Fungorum 19, Fungiflora, Oslo.
- Ryvarden, L. 2010. Stereoid fungi of America. Syn. Fungorum, 28: 7-206.
- Silveira, R.M.B.& Guerrero, R.T.1991. Aphyllophorales poliporóides (Basidiomycetes) do Parque Nacional de Aparados da Serra, RS.Boletim do Instituto de Biociência, 48:1-147.
- Siqueira, J. O.; Moreira, F. M. S.; Grisi, B. M.; Hungria, M.; Araujo, R. S. 1994. Microrganismos e processos biológicos do solo: perspectiva ambiental. EMBRAPA, Brasília: EMBRAPA. pp. ii-142.
- Soares, S. C. S. & Gugliotta, A. M. 1998. Criptógamos do Parque Estadual das Fontes do Ipiranga, São Paulo, SP. Fungos, 7: Aphyllophorales (Hymenochaetaceae). *Hoehnea*, 25 (1): 11-31.
- Stalpers, J. A. 1978. Identification of wood-inhabiting Aphyllophorales in pure culture. *Studies in Mycology*, 16: 248.
- Stalpers, J.A. 1996. The Aphyllophoraceous fungi II. Keys to the species of the Hericiales. *Studies Mycology*, 40: 1-185.
- Stamets, P. 2005. Mycelium Running: how mushrooms can help save the world. *Ten Speed Press. Berkeley*, 326: 574-580.
- Steffen, K. T.; Hofrichter, M.; Hatakka, A. 2000. Mineralisation of C-14-labelled synthetic lignin and ligninolytic enzyme activities of litter-decomposing basidiomycetous fungi. *Applied Microbiology and Biotechnology*, 54: 819–825.
- Steffen, K. T., Hatakka, A.; Hofrichter, M. 2002a. Degradation of humic acids by the litterdecomposing basidiomycete *Collybia dryophila*. *Applied and Environmental Microbiology*, 68: 3442–3448.
- Steffen, K. T.; Hofrichter, M.; Hatakka, A. 2002b. Purification and characterization of manganese peroxidases from the litter-decomposing basidiomycetes *Agrocybe praecox* and *Stropharia coronilla*. *Enzyme and Microbial Technology*, 30: 550–555.
- Sousa, V. C.; Silva, R. A.; Cardoso, G. D.; Barreto, A. F. 2006. Estudos sobre fungos micorrizicos. *Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental*, 10 (3): 612-618.
- Sousa-Júnior, P. R. C. 2006. Estrutura da comunidade arbórea da regeneração natural em um fragmento de floresta urbana, Recife – PE. 2006. Dissertação (Mestrado em Ciência Florestal) – Universidade Federal Rural de Pernambuco, Recife, PE.

- Souza, H. Q.; Oliveira, L. A.; Andrade, J. S. 2008. Seleção de Basidiomycetes da Amazônia para produção de enzimas de interesse biotecnológico. Campinas. *Ciências Tecnológicas de Alimentos*, 28 (supl.): 116-124.
- Souza, A. C. R.; Almeida-Jr, E. B.; Zickel, C. S. 2009. Riqueza de espécies de sub-bosque em fragmento florestal urbano, Pernambuco, Brasil. *Biotemas*, 22 (3): 57-66.
- Souza, A. F.; Rosado, F. R. 2009. Utilização de fungos Basidiomycetes em biodegradação de efluentes têxteis. *Revista em Agronegócios e Meio Ambiente*, 2 (1): 121-139.
- Sjökvist, E.; Larsson, E.; Eberhardt, U.; Ryvarden, L.; Larsson, K-H. 2012. Stipitate stereoid basidiocarps have evolved multiple times. *Mycologia*, 104 (5): 1046–1055.
- Steyaert, R. L. 1972. Species of Ganoderma and related genera mainly of the Bogor and Leiden Herbaria. *Persoonia*, 7(1): 55-118.
- Swofford, D. L. 2003. PAUP*. Phylogenetic Analysis Using Parsimony (*and Other Methods). Sinauer Associates, Sunderland, Massachusetts.
- Tedersoo, L.; Suvi, T.; Beaver, K.; Saar, I. 2007. Ectomycorrhizas of *Coltricia* and *Coltriciella* (Hymenochaetales, Basidiomycota) on Caesalpiniaceae, Dipterocarpaceae and Myrtaceae in Seychelles. *Mycologia Progress*, 6: 101–107.
- Teixeira, A. R. 1995. Método para estudo das hifas do basidiocarpo de fungos poliporáceos. Manual nº 6, Instituto de Botânica, São Paulo.
- Thacker, J. R.; Henkel, T. W. 2004. New species of Clavulina From Guyana. *Mycologia*, 96 (3): 650–657.
- Tuomela, M.; Vikman, M.; Hatakka, A.; Itavara, M. 2000. Biodegradation of lignin in compost environment: a review. *Bioresource Technology*, 169-183.
- Thorn, R. G.; Reddy, C. A.; Harris, D.; Paul, E. A. 1996. Isolation of saprophytic basidiomycetes from soil. Washington. *Applied Environmental Microbiology*, 62: 4288-4292.
- Veloso, H. P.; Rangel-Filho, A. L. R.; Lima, J. C. A. 1991. Classificação da vegetação brasileira, adaptada a um sistema universal. Rio de Janeiro: IBGE, 123-124.
- Verbeken, A.; Buyck, B. 2001. Diversity and ecology of tropical ectomycorrhizal fungi of Africa. In: Watling, R. (Ed.) *et al.* Tropical Mycology. *CABI Publishing*, UK, 1: 11-24.
- Wagner, T.; Fischer, M. 2001. Natural groups and a revised system for the European poroid *Hymenochaetales* (Basidiomycota) supported by nLSU Rdna sequence data. *Mycological Research*, 105 (7): 773-782.
- Wagner, T.; Ryvarden, L. 2002. Phylogeny and taxonomy of the genus *Phylloporia* (Hymenochaetales). *Mycological Progress*, 1(1): 105–116.

- Wang, B.; Qiu, Y.-L. 2006. Phylogenetic distribution and evolution of mycorrhizal in laud plants. *Mycorrhiza*, 16: 299-363.
- Wartchow, F. 2012a. *Clavulina incrustata*, a new species from Pernambuco, Brazil. *Cryptogamie. Mycologie*, 33 (1): 105-113.
- Wartchow, F. 2012b. *Clavulina amazonensis*, an Amazonian fungus discovered in the Atlantic Forest. *Tomo. Kurtziana*, 37(1): xx-xx.
- Watling, R. 1969. *Colour Identification Chart*. Her Majesty's Stationary Office, Edinburgh.
- Webster, J.; Weber, R.W. S. 2007. *Introduction to Fungi*. 3rd edition, Cambridge University Press.
- Welden, A. L. 2010. *Flora Neotropica Monograph 106: Stereum sl.* New York Botanical Garden.
- Westphalen, M.C.; Reck, M.A.; Silveira, R.M.B. 2010. Polypores from Morro Santana, Rio Grande do Sul, Brazil. *Hoehnea* 37(3):645-661.
- White, T. J.; Bruns, T.; Lee, S.; Taylor, J. 1990. Amplification and direct sequencing of fungal ribosomal RNA genes for phylogenetics. 315–322, in: MA Innis et al. (eds). *PCR protocols: a guide to methods and applications*. Academic Press, San Diego, California.