



**CARLA REJANE SOUSA DE LIRA**

***AGARICOMYCETES* LIGNOCELULOLÍTICOS (BASIDIOMYCOTA):  
DIVERSIDADE EM ÁREAS DO SEMIÁRIDO NORDESTINO**

**RECIFE  
MAIO/2016**



**UNIVERSIDADE FEDERAL DE PERNAMBUCO  
CENTRO DE BIOCÊNCIAS  
DEPARTAMENTO DE MICOLOGIA  
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM BIOLOGIA DE FUNGOS**

***AGARICOMYCETES* LIGNOCELULOLÍTICOS (BASIDIOMYCOTA):  
DIVERSIDADE EM ÁREAS DO SEMIÁRIDO NORDESTINO**

**Carla Rejane Sousa de Lira**

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

**Área de Concentração:** Taxonomia e Ecologia de Fungos

**Orientadora:** Dra. Tatiana Baptista Gibertoni

**RECIFE  
MAIO/2016**

Catálogo na fonte  
Elaine Barroso  
CRB 1728

**Lira, Carla Rejane Sousa de**

**Agarycomicetes lignocelulolíticos (Basidiomycota): diversidade em áreas do semiárido nordestino / Carla Rejane Sousa de Lira - Recife: O Autor, 2016.**

**122 folhas : il., fig., tab.**

**Orientador: Tatiana Baptista Gibertoni**

**Tese (doutorado) – Universidade Federal de Pernambuco.**

**Centro de Biociências. Biologia de fungos, 2016.**

**Inclui referências e apêndices**

**1. Agaricales 2. Basidiomicetos 3. Caatinga I. Gibertoni, Tatiana Baptista (orientadora) II. Título**

**579.6**

**CDD (22.ed.)**

**UFPE/CCB-2016-345**

**AGARICOMYCETES LIGNOCELULOLÍTICOS (*BASIDIOMYCOTA*):  
DIVERSIDADE EM ÁREAS DA CAATINGA NORDESTINA**

CARLA REJANE SOUSA DE LIRA

Aprovada em: 12 de maio de 2016.

**COMISSÃO EXAMINADORA**

**MEMBROS TITULARES**

---

Dra. Tatiana Baptista Gibertoni (Orientadora)  
Universidade Federal de Pernambuco - UFPE

---

Dra. Laíse de Holanda Cavalcanti Andrade  
Universidade Federal de Pernambuco - UFPE

---

Dr. Gladstone Alves da Silva  
Universidade Federal de Pernambuco - UFPE

---

Dra. Maria Auxiliadora de Queiroz Cavalcanti  
Universidade Federal de Pernambuco - UFPE

---

Dra. Maria Jesus Nogueira Rodal  
Universidade Federal Rural de Pernambuco - UFRPE

---

Dra. Maria Claudia Melo Pacheco de Medeiros  
Universidade Federal de Pernambuco - UFPE

**RECIFE  
MAIO/2016**

*Dedico este trabalho a minha família.  
Aos meus pais, Claudia Lira e Edinaldo Lira, que  
me proporcionaram uma vida digna na qual eu  
pude crescer, acreditando que tudo é possível,  
desde que eu seja honesta, íntegra de caráter e  
tenha a convicção de que desistir nunca seja  
uma ação contínua em minha vida e que sonhar  
e concretizar os sonhos só dependerá da minha  
vontade. Ao meu filho Fernando Lira Santiago e  
ao meu marido Luiz Felipe Santiago que me  
fizeram renascer como mulher e mãe durante  
essa longa e incrível jornada.*

## AGRADECIMENTOS

A Deus o sucesso em mais essa trajetória e a demonstração do caminho mais propício a seguir.

À Profa. Dra. Tatiana Baptista Gibertoni, orientadora desta tese, a oportunidade, todo empenho, paciência, sabedoria, compreensão e, acima de tudo, exigência. Destaco também a sua competência nas nossas discussões, correções e sugestões, muito importantes para a conclusão deste trabalho.

Ao Prof. Dr. Paulo J. P. Santos (Departamento de Zoologia/UFPE), a competência, paciência, sugestões e colaborações nas buscas e interpretações das análises ecológicas.

Ao Dr. Karl-Henrik Larsson, do Museu de História Natural da Universidade de Oslo e ao Dr. Leif Ryvarden, da Universidade de Oslo, os ensinamentos e contribuição na identificação dos materiais analisados e a recepção tão gentil e proveitosa durante o período sanduíche na Noruega.

Aos membros da banca examinadora desta tese as sugestões e contribuições que servirão para o meu crescimento profissional, aprendizado e incentivo à pesquisa, bem como visaram à melhoria do trabalho.

Aos mateiros, Sr. João (PARNA Catimbau), Sr. Gustavo e Sr. Adriano (Triunfo) e Sr. Antônio (Areia), que tanto me auxiliaram e foram de participação indispensável nas expedições a campo. Além disso, agradeço os valores ensinados, imprescindíveis e que levarei adiante por toda vida.

Aos amigos que me acompanharam nas coletas: Thyago Almeida, Samuel Cardozo, Georgea Nogueira, Nelson Lima, Renan Barbosa, Rafael Vilela, Diogo Xavier, Priscylla Sobreira, Hudson, Ruy Lima, Camila Nobre, Amanda Barreto, Aline Menezes, Valéria Silva, Marcelo Sulzbacher e Phelipe Oller, vocês as tornaram mais produtivas e divertidas.

À Prof. Dra. Leonor Costa Maia, curadora do Herbário URM, a permissão ao acesso às exsicatas depositadas neste herbário e a João Araújo, o tombamento dos materiais deste trabalho e a ajuda com tantos pepinos e galhos quebrados durante todo o processo.

À CAPES, pela a concessão da minha bolsa de doutorado e da bolsa de doutorado sanduíche pelo projeto SIU/CAPES 008/13, CNPq [Catimbau (552.083/2011-9), Semi-Árido (558317/2009-0), PROTAX (562106/2010-3) e Sisbiota

(563342/2010-2)] e à FACEPE (APQ-0444-2.03/08) o financiamento do projeto de tese e ao Programa de Pós-Graduação em Biologia de Fungos (PPGBF) pelo financiamento parcial do projeto de tese. Ao Programa de Pós-Graduação em Biologia de Fungos (PPGBF), a permissão ao acesso às instalações do Departamento e pelas disciplinas ofertadas, proporcionando, assim muitos ensinamentos que contribuíram com a minha formação.

A minha companheira de aventuras e de trabalho, Georgea Melo, a estadia durante o período sanduíche em Oslo, além do companheirismo e amizade ao longo desta trajetória.

Ao meu companheiro de longas tardes, noites e sábados de trabalho no Laboratório de Biologia Molecular, Nelson Lima. Agradeço a amizade cultivada desde a nossa graduação, a irmandade, a ajuda prestada durante os procedimentos em laboratório, os conhecimentos compartilhados de bioinformática e das técnicas necessárias para um bom resultado nos trabalhos com biologia molecular. Minha eterna gratidão, amigo!

Aos colegas de trabalho no Laboratório II da Pós Graduação em Biologia de Fungos, Angelina, Cléverton, Edvaneide, Georgea, Ianne, Nelson, Priscylla, Renata, Valéria e Victor.

**Em especial agradeço:**

Aos meus amigos mais próximos: Cristiane Ferraz, Edson Régis, Igor Paiva, Natalia Albuquerque e Nelson Lima que, desde a graduação, me proporcionaram vários momentos de entretenimento e de alegria tornando essa trajetória mais fácil de ser encarada.

Ao meu companheiro e parceiro em todos os meus momentos, Luiz Felipe Lopes Santiago, a parceria e amor a mim dedicados durante o tempo juntos e principalmente a paciência nas minhas crises de total tensão.

Ao meu filho, Fernando Lira Santiago, que me fez mãe durante a reta final da elaboração deste trabalho, colocando sob provação a minha capacidade de seguir adiante com paciência e dedicação. Obrigada por me mostrar que eu seria capaz.

Aos meus pais, o apoio em todas minhas decisões, o exemplo de garra e humildade, além de carinho e paciência sem as quais minhas escolhas e decisões não seriam possíveis.

Obrigada a todos!!!

## RESUMO GERAL

Os *Agaricomycetes* são caracterizados por desenvolverem basidiomas onde produzem basídios e basidiosporos. Grande parte dos representantes deste grupo degrada componentes da madeira, sendo assim chamados de lignolíticos ou lignocelulolíticos. Para ampliar o conhecimento sobre a diversidade taxonômica e ecológica desse grupo de fungos em áreas de Caatinga, foram realizadas coletas em seis áreas de caatinga xerófila e em seis de brejos de altitude, totalizando 72 transectos percorridos. Para avaliar a diversidade, foram utilizados testes de  $\chi^2$  e ANOSIM. No presente estudo, foram coletados 2249 espécimes correspondendo a 191 espécies de *Agaricomycetes* lignocelulolíticos. Dentre estas espécies, há 132 novos registros para estados, região, bioma, país, continente ou ciência. Após 102 visitas a campo, as curvas cumulativas de espécies não se estabilizaram, indicando que mais coletas são necessárias. Apesar disso, os esforços amostrais, de modo geral, variaram entre 58 e 85% da riqueza estimada e foram considerados suficientes no presente trabalho. De acordo com a frequência relativa das espécies, em todas as áreas analisadas a maioria dos táxons foram classificados como raros, sendo a minoria classificada como abundante. Os resultados dos testes mostraram que há diferença significativa na composição, riqueza e a abundância de espécies entre as fitofisionomias, sendo coletados um maior número de espécies e espécimes nas áreas de brejo de altitude. Entre as áreas preservadas e antropizadas do Parque Nacional do Catimbau, não houve diferença significativa na riqueza e na abundância de espécies, indicando que não há influência das atividades antrópicas na ocorrência de *Agaricomycetes* poróides no local. Foram coletados mais espécimes durante o período chuvoso, porém não houve diferenciação na riqueza e na composição de espécies entre as estações seca e chuvosa nas áreas de Caatinga estudadas. Também foram empregadas ferramentas moleculares para elucidação de complexos de espécies. A partir delas, foi possível encontrar as novas espécies *Datroniella minuta*, *Megasporoporiella variabilicolor*, *Perenniporia brasiliensis* e *P. paraguayensis* e ainda propor as duas novas combinações *Megasporoporiella amazonica* e *M. anoectopora*.

**Palavras chaves:** brejo de altitude. floresta seca. basidiomicetos



## ABSTRACT

The Agaricomycetes are characterized by developing basidiomata in which basidia and basidiospores are produced. Most of the representatives of this group degrades components of wood, so called lignolitics or lignocellulolytic fungi. To increase knowledge about the taxonomic and ecological diversity of this group of fungi in areas of Caatinga, collections were made in six xerophytic areas and six montane areas, totaling 72 visited transects. To assess the diversity of these fungi,  $\chi^2$  and ANOSIM tests were used. In this study, were collected 2249 specimens representing 191 species lignocellulolytic *Agaricomycetes*. Among these species, 132 are new records for states, region, biome, country, continent or science. After 102 field visits, the cumulative curves of species did not stabilized, indicating that more collections are required. Despite this, effort sampling, generally ranged between 58 and 85% of the estimated richness and was considered sufficient in present work. According to the relative frequency of the species in all analyzed areas, most taxa were classified as rare, being the minority classified as abundant. The test results showed significant differences in composition, richness and abundance of species between vegetation types, and more species and specimens being collected in the areas of altitude. Among the native and disturbed areas of Catimbau National Park, there was no significant difference in the richness and abundance of species, indicating no influence of human activities on the occurrence of poroid *Agaricomycetes* on site. More specimens were collected during the rainy season, but there was no difference in the richness and species composition between the dry and rainy seasons in the studied areas of Caatinga. Also used were molecular tools to elucidate complex species. It was possible to find the new species *Datroniella minuta*, *Megasporoporiella variabilicolor*, *Perenniporia brasiliensis* and *P. paraguayensis* and also to propose two new combinations *Megasporoporiella amazonica* and *M. anoectopora*.

**Key-words:** montane Forest. dry forest. basidiomycetes

## Lista de Abreviaturas

<b>BLASTn</b>	- <i>Basic Local Alignment Search Tool</i> de nucleotídeos
<b>IC</b>	- Índice de Consistência de uma reconstrução pelo método MP
<b>IR</b>	- Índice de Retenção de uma reconstrução pelo método MP
<b>ITS</b>	- <i>Internal Transcribed Spacer</i> of rDNA
<b>LSU</b>	- <i>Large Subunit</i> of rDNA
<b>MP</b>	- Reconstrução filogenética pelo método de máxima parcimônia
<b>NCBI</b>	- <i>National Center for Biotechnology Information</i>
<b>NJ</b>	- Reconstrução filogenética pelo método de neighbor joining
<b>PCR</b>	- <i>Polymerase Chain Reaction</i>
<b>rDNA</b>	- DNA ribossomal

## Lista de Figuras

Pág.

Figura 1 - Mapa da região semiárida brasileira .....	17
Figura 2 - Localização das áreas de coletas. <b>1.</b> Santa Teresinha (BA) - Serra da Jibóia; <b>2.</b> Curaçá (BA); <b>3.</b> Maracás/Milagres (BA); <b>4.</b> Abaíra/Itaerê (BA) – Parque Nacional Chapada da Diamantina; <b>5.</b> Crato (CE) – Floresta Nacional do Araripe-Apodi; <b>6.</b> Tianguá (CE) – Serra da Ibiapaba; <b>7.</b> Quixadá (CE) – RPPN Não me deixes; <b>8.</b> Areia (PB) – Reserva Estadual Mata do Pau-Ferro; <b>9.</b> Buíque (PE) – Parque Nacional do Catimbau; <b>10.</b> Triunfo (PE) – Sítio Carro Quebrado; <b>11.</b> Caracol (PI) – Parque Nacional Serra das Confusões; <b>12.</b> Apodi (RN) – Parque Nacional da Furna Feia.....	33
Figura 3 - Número de gêneros e espécies distribuídos por famílias de <i>Agaricomycetes</i> coletados .....	63
Figura 4 - Número de espécies, gêneros, famílias e ordens de cada grupo de <i>Agaricomycetes</i> estudado .....	64
Figura 5 - Espécimes e espécies coletados nos transectos em cada estado .....	66
Figura 6 - Número de espécimes coletados, analisados e de espécies em cada área de coleta. SJ = Serra da Jibóia, Cur. = Curaçá, M e M = Maracás e Milagres, CD = Chapada da Diamantina, FA-A = Floresta Nacional do Araripe-Apodi, Qui. = Quixadá, SI = Serra de Ibiapaba, MPF = Mata do Pau-Ferro, SCQ = Sítio Carro Quebrado, PC <sup>a+n</sup> = Parque Nacional do Catimbau (a = área antropizada, n = área nativa), SC = Serra das Confusões, PFF = Parque Nacional da Furna Feia.....	67
Figura 7 - Número de espécimes coletados e analisados e de espécies identificadas e exclusivas às áreas de brejo de altitude e de caatinga xerófila.....	68
Figura 8 - Número de espécimes coletados e de espécies identificadas e exclusivas às áreas de caatinga xerófila nativa e antropizada do Parque Nacional do Catimbau .....	69
Figura 9 - Curvas cumulativas das espécies das áreas em geral analisadas neste estudo....	79
Figura 10 - Curvas baseadas na frequência relativa de espécies em cada área analisada ...	84
Figura 11 - Escalonamento Multidimensional (MDS) mostrando a diferença entre as fitofisionomias de estudo. b = brejos de altitude, c = caatingas xerófilas .....	85
Figura 12 - Escalonamento Multidimensional (MDS) mostrando a diferença entre as áreas nativas (N) e antropizadas (A) do PARNA Catimbau .....	86
Figura 13 - Escalonamento Multidimensional (MDS) mostrando a diferença entre as áreas individualizadas. trf = Triunfo/Sítio Carro Quebrado, mpf = Mata do Pau-Ferro, ar = Floresta Nacional do Araripe-Apodi, IB = Serra de Ibiapaba, SJ = Serra da Jibóia, Cu. = Curaçá, Cfs = Serra das Confusões, Jg = Jaguaribe/ Parque Nacional da Furna Feia, M&M = Maracás e Milagres, Qui. = Quixadá, CD = Chapada da Diamantina, cat.n = Parque Nacional do Catimbau (área nativa), cat.a = Parque Nacional do Catimbau (área antropizada), CBB = Cabrobó Barro Branco, CFM = Cabrobó Fazenda Mosquito ....	88
Figura 14 - Escalonamento Multidimensional (MDS) mostrando a diferença entre as áreas de brejo individualizadas. trf = Triunfo/Sítio Carro Quebrado, mpf = Mata do Pau-Ferro, ar = Floresta Nacional do Araripe-Apodi, IB = Serra de Ibiapaba, SJ = Serra da Jibóia, CD = Chapada da Diamantina .....	89
Figura 15 - Escalonamento Multidimensional (MDS) mostrando a diferença entre as áreas de caatingas xerófilas individualizadas. Cu. = Curaçá, Cfs = Serra das Confusões,	

Jg = Jaguaribe/ Parque Nacional da Furna Feia, M&M = Maracás e Milagres, Qui. = Quixadá, CD = Chapada da Diamantina, cat.n = Parque Nacional do Catimbau (área nativa), cat.a = Parque Nacional do Catimbau (área antropizada), CBB = Cabrobó Barro Branco, CFM = Cabrobó Fazenda Mosquito .....	89
Figura 16 - Reconstrução filogenética de <i>Datronia</i> , <i>Datroniella</i> e <i>Neodatronia</i> baseada no alinhamento combinado das regiões ITS e LSU. Valores de <i>bootstrap</i> (%) gerados por MV, MP e de probabilidade posteriori por BA, respectivamente. Estabilidade dos clados foram calculados de MP e ML ( $\geq 50\%$ ) e BA ( $\geq 0.70$ ). O espécime marcado em negrito foi o sequenciado para este estudo .....	95
Figura 17 – <i>Datroniella minuta</i> Lira & Ryvarden (Holótipo). <b>A</b> – Basidioma (Holótipo). <b>B</b> - Basidiosporos. <b>C</b> – Hifas arboriformes. Escala: A = 1 cm; B e C = 10 $\mu\text{m}$ .....	98
Figura 18 – Reconstrução filogenética de <i>Dichomitus</i> , <i>Megasporoporia</i> , <i>Megasporia</i> e <i>Megasporoporiella</i> baseada no alinhamento de sequências da região ITS. Valores de <i>bootstrap</i> (%) gerados por MV, MP e de probabilidade posteriori por BA, respectivamente. Estabilidade dos clados foram calculados de MP e ML ( $\geq 50\%$ ) e BA ( $\geq 0.70$ ). Os espécimes marcados em negrito foram os sequenciados para este estudo .....	102
Figura 19 – Detalhe do clado <i>Megasporoporiella</i> A e seus clados terminais A, B, C e D, resultante da reconstrução filogenética de <i>Dichomitus</i> , <i>Megasporoporia</i> , <i>Megasporia</i> e <i>Megasporoporiella</i> baseada no alinhamento de sequências da região ITS .....	104
Figura 20a - Detalhe dos clados <i>Dichomitus s. s.</i> e <i>Megasporia</i> A, resultante da reconstrução filogenética de <i>Dichomitus</i> , <i>Megasporoporia</i> , <i>Megasporia</i> e <i>Megasporoporiella</i> baseada no alinhamento de sequências da região ITS .....	105
Figura 20b - Detalhe do clado <i>Megasporia</i> B, resultante da reconstrução filogenética de <i>Dichomitus</i> , <i>Megasporoporia</i> , <i>Megasporia</i> e <i>Megasporoporiella</i> baseada no alinhamento de sequências da região ITS .....	105
Figura 21 - Detalhe do clado <i>Megasporoporia</i> , resultante da reconstrução filogenética de <i>Dichomitus</i> , <i>Megasporoporia</i> , <i>Megasporia</i> e <i>Megasporoporiella</i> baseada no alinhamento de sequências da região ITS .....	106
Figura 22 - <i>Megasporoporiella variabilicolor</i> Lira & Gibertoni. <b>A-C</b> – Basidiomas (A = Holótipo); <b>D</b> - Basidiosporos; <b>E</b> - Cristais. Escalas: A-C = 1 cm; D = 10 $\mu\text{m}$ E = 5 $\mu\text{m}$ ....	107
Figura 23 – Superfície poróide de <i>Megasporoporiella amazonica</i> nov. comb. Escala = 1 cm .....	108
Figura 24 – Superfícies poróides de <i>Megasporoporiella anoectopora</i> nov. comb. Escala: 1 cm .....	109
Figura 25 - Reconstrução filogenética de <i>Perenniporia s.s.</i> , <i>Hornodermoporus</i> e <i>Truncospora</i> baseada no alinhamento de sequências da região ITS. Valores de <i>bootstrap</i> (%) gerados por MV, MP e de probabilidade posteriori por BA, respectivamente. Estabilidade dos clados foram calculados de MP e ML ( $\geq 50\%$ ) e BA ( $\geq 0.70$ ). Os espécimes marcados em negrito foram os sequenciados para este estudo. * Sequências provenientes das pesquisas do Dr. Cony Decock. ....	114
Figura 26 - Reconstrução filogenética de <i>Perenniporia s.s.</i> , <i>Hornodermoporus</i> e <i>Truncospora</i> baseada no alinhamento de sequências das regiões ITS e LSU combinadas. Valores de <i>bootstrap</i> (%) gerados por MV, MP e de probabilidade posteriori por BA, respectivamente. Estabilidade dos clados foram calculados de MP e ML ( $\geq 50\%$ ) e BA ( $\geq 0.70$ ). Os espécimes marcados em negrito foram os sequenciados para este estudo. *Sequências provenientes das pesquisas do Dr. Cony Decock .....	115

Figura 27 – Detalhamento dos clados A, B e C da reconstrução filogenética de <i>Perenniporia s.s.</i> , <i>Hornodermoporus</i> e <i>Truncospora</i> baseada no alinhamento de sequências da região ITS (A) e das regiões ITS e LSU combinadas (B). *Sequências provenientes do pesquisador Cony Decock.....	116
Figura 28 - Detalhamento dos clados D e E da reconstrução filogenética de <i>Perenniporia s.s.</i> , <i>Hornodermoporus</i> e <i>Truncospora</i> baseada no alinhamento de sequências da região ITS (A) e das regiões ITS e LSU combinadas (B). *Sequências provenientes do pesquisador Cony Decock.....	118
Figura 29 - Detalhamento dos clados F e G da reconstrução filogenética de <i>Perenniporia s.s.</i> , <i>Hornodermoporus</i> e <i>Truncospora</i> baseada no alinhamento de sequências da região ITS (A) e das regiões ITS e LSU combinadas (B).....	119
Figura 30 - Detalhamento dos clados H e I da reconstrução filogenética de <i>Perenniporia s.s.</i> , <i>Hornodermoporus</i> e <i>Truncospora</i> baseada no alinhamento de sequências da região ITS (A) e das regiões ITS e LSU combinadas (B). *Sequências provenientes das pesquisas do Dr. Cony Decock.....	121
Figura 31 – <i>Perenniporia brasiliensis</i> Lira, Soares & Gibertoni. A: Basidioma. B: Basidiosporos. Escala: A = 1 cm; B = 5 µm.....	122
Figura 32 – <i>Perenniporia paraguayensis</i> Lira & Gibertoni. A = Basidioma; B = Basidiosporos; C = Cristais. Escalas: A = 1cm; B = 10 µm; C = 5 µm. ....	124

## Lista de tabelas

Pág.

Tabela 1 - Estados, municípios, áreas, coordenadas, altitude, fitofisionomias e datas selecionadas para as expedições a campo. Período seco (■); período chuvoso (◊); a = área antropizada; n = área nativa. PARNA = Parque Nacional.....	35
Tabela 2 - Sequências provenientes do <i>GenBank</i> utilizadas na reconstrução filogenética. ....	40
Tabela 3 - Listagem das espécies de <i>Agaricomycetes</i> atualmente registradas no semiárido nordestino brasileiro. NT = Neste trabalho.....	46
Tabela 4 - Ordens, famílias e espécies de <i>Agaricomycetes</i> poróides, corticióides e <i>Auricularia</i> , indicando as novas ocorrências para os estados sob o domínio da Caatinga (BA = Bahia, CE = Ceará, PB = Paraíba, PE = Pernambuco, PI = Piauí, RN = Rio Grande do Norte), para o semiárido brasileiro (SA), para o Brasil (BR), para a América do Sul (AmS), para os Neotrópicos (Neo) e para a Ciência (CI), bem como os estados de coletas e referência da descrição da espécie. NT = Neste Trabalho.....	52
Tabela 5 - Número de espécimes coletados e identificados e de espécies por área visitada e número total de espécies por estado.....	66
Tabela 6 - Lista das espécies identificadas em cada área e período de coleta. <b>SJ</b> = Serra da Jibóia, <b>Cur.</b> = Curaçá, <b>MeM</b> = Maracás e Milagres, <b>CD</b> = Chapada da Diamantina, <b>FA-A</b> = Floresta Nacional do Araripe-Apodi, <b>Qui.</b> = Quixadá, <b>SI</b> = Serra de Ibiapaba, <b>MPF</b> = Mata do Pau-Ferro, <b>SCQ</b> = Sítio Carro Quebrado, <b>PC<sup>a+n</sup></b> = Parque Nacional do Catimbau (a = área antropizada, n = área nativa), <b>SC</b> = Serra das Confusões, <b>PFF</b> = Parque Nacional da Furna Feia. Espécies coletadas em brejos de altitude (●), em áreas de caatinga xerófila (■), em regiões preservadas (▲) e em regiões antropizadas do PARNA Catimbau (◆).....	69
Tabela 7 - Número de espécimes e espécies de <i>Agaricomycetes</i> poróides e de <i>Auricularia</i> nas áreas estudadas.....	76
Tabela 8 - Estimadores em cada área e regiões analisadas. PNCg = Parque Nacional do Catimbau geral, PCn = Área nativa do Parque Nacional do Catimbau, PCa = Área antropizada do Parque Nacional do Catimbau, SJ = Serra da Jibóia, Cur. = Curaçá, M e M = Maracás e Milagres, CD = Chapada da Diamantina, FA-A = Floresta Nacional do Araripe-Apodi, Qui. = Quixadá, SI = Serra de Ibiapaba, MPF = Mata do Pau-Ferro, SCQ = Sítio Carro Quebrado, CBB = Cabrobó Barro Branco, CFM = Cabrobó Fazenda Mosquito, SC = Serra das Confusões, PFF = Parque Nacional da Furna Feia. S = Número de espécie em cada área/região, S (%) = Variação da riqueza (S) em relação ao estimador.....	77
Tabela 9 - Classificação das espécies de acordo com a frequência de coleta em cada uma das regiões analisadas. FG = Frequência nas áreas em geral, FB = Frequência nas áreas de brejo de altitude, FC = Frequência nas áreas de caatinga xerófila, FN = Frequência nas áreas nativas do PARNA Catimbau e FA = Frequência nas áreas antropizadas do PARNA Catimbau.....	80
Tabela 10 - Resultados dos testes de $\chi^2$ comparando a riqueza e abundância entre as áreas de caatinga e brejos de altitude. $\chi^2$ (crítico) = 3,481.....	85
Tabela 11 - Resultados dos testes de $\chi^2$ comparando a riqueza e abundância entre as áreas preservadas e antropizadas do Parque Nacional do Catimbau. $\chi^2$ (crítico) = 3,481... ..	86

Tabela 12 - Resultados dos testes de $\chi^2$ e de ANOSIM comparando a riqueza e abundância entre as áreas de caatinga e brejo e entre as áreas preservadas e antropizadas do Parque Nacional do Catimbau considerando a pluviosidade nessas regiões. $\chi^2$ (crítico) = 3,481 .....	92
Tabela 13 – Principais características morfológicas das espécies de <i>Datroniella</i> (atualizado de Li <i>et al.</i> 2014).....	96
Tabela 14 - Lista dos espécimes de <i>Dichomitus s. l.</i> cuja extração do DNA genômico foi bem sucedida, região de coleta, domínio e região seqüenciada com sucesso. AM = Amazônia, CA = Caatinga, MA = Mata Atlântica, N = Norte, NE = Nordeste, T = espécime Tipo. Os vouchers marcados com * são os das amostras provenientes do Herbário URM.....	100
Tabela 15 - Número de sítios alinhados, caracteres constantes, variáveis e parcimoniosos informativos das sequências de <i>Dichomitus</i> , <i>Megasporoporia</i> , <i>Megasporia</i> e <i>Megasporoporiella</i> utilizadas nos alinhamentos das regiões ITS e LSU.....	101
Tabela 16 - Principais características morfológicas das espécies de <i>Megasporoporia</i> e <i>Megasporoporiella</i> registradas no Brasil .....	109
Tabela 17 - Lista dos espécimes de <i>Perenniporia s. l.</i> cuja extração do DNA genômico foi bem sucedida, região de coleta, domínio e região seqüenciada com sucesso. AM = Amazônia, CA = Caatinga, CE = Cerrado, MA = Mata Atlântica, N = Norte, NE = Nordeste, SE = Sudeste. Os vouchers marcados com * são os das amostras provenientes do Herbário URM.....	112
Tabela 18 - Número de sítios alinhados, caracteres constantes, variáveis e parcimoniosos informativos das sequências de <i>Perenniporia s. s.</i> , <i>Hornodermoporus</i> e <i>Truncospora</i> utilizadas nos alinhamentos das regiões ITS e LSU .....	113
Tabela 19 - Principais características morfológicas das espécies brasileiras de <i>Hornodermoporus</i> , <i>Perenniporia</i> e <i>Truncospora</i> .....	125

## SUMÁRIO

	Pág.
<b>1. INTRODUÇÃO</b> .....	16
<b>2. FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA</b> .....	19
2.1. CLASSIFICAÇÃO DOS <i>AGARICOMYCETES</i> .....	19
2.2. CARACTERÍSTICAS GERAIS DO <i>AGARICOMYCETES</i> .....	20
2.3. IMPORTÂNCIA ECOLÓGICA DOS <i>AGARICOMYCETES</i> .....	24
2.4. CARACTERIZAÇÃO DA CAATINGA .....	25
2.5. DIVERSIDADE DE <i>AGARICOMYCETES</i> NA CAATINGA.....	27
2.6. IMPORTÂNCIA DOS ESTUDOS FILOGENÉTICOS DOS <i>AGARICOMYCETES</i> .. .....	30
<b>3. MATERIAL E MÉTODOS</b> .....	32
3.1. ÁREAS DE COLETAS.....	32
3.2. COLETA, HERBORIZAÇÃO E ANÁLISE DOS MATERIAIS.....	37
3.3. EXTRAÇÃO DE DNA, AMPLIFICAÇÃO DAS SEQUÊNCIAS ALVO E SEQUENCIAMENTO .....	38
3.4. ANÁLISES FILOGENÉTICAS.....	39
3.5. ANÁLISES ECOLÓGICAS .....	43
<b>4. RESULTADOS E DISCUSSÃO</b> .....	46
4.1. DIVERSIDADE DE ESPÉCIES DE <i>AGARICOMYCETES</i> LIGNOCELULOLÍTICOS NA CAATINGA NORDESTINA .....	46
4.2. ANÁLISES ECOLÓGICAS .....	75
<b>4.2.1. Diversidade</b> .....	76
4.2.1.1. RIQUEZA DE ESPÉCIES .....	76
4.2.1.2. FREQUÊNCIA RELATIVA DE ESPÉCIES .....	79
4.2.1.3. RIQUEZA, ABUNDÂNCIA E COMPOSIÇÃO DE ESPÉCIES.....	85
<b>4.2.2. Pluviosidade</b> .....	91
4.3. ANÁLISE DOS DADOS MOLECULARES.....	93
<b>4.3.1. <i>Datroniella</i> B.K. Cui, Hai J. Li &amp; Y.C. Dai</b> .....	93
<b>4.3.2. <i>Dichomitus</i> D.A. Reid</b> .....	98
<b>4.3.3. <i>Perenniporia</i> Murrill</b> .....	109
<b>5. CONCLUSÕES</b> .....	127



<b>6. REFERÊNCIAS .....</b>	<b>128</b>
-----------------------------	------------

## 1. INTRODUÇÃO

Os fungos constituem um reino de organismos heterotróficos, uni- ou pluricelulares, constituídos por filamentos tubulares denominados hifas que juntas formam o micélio. São cosmopolitas, terrestres e aquáticos e ocorrem em uma vasta gama de ambientes e substratos no planeta além de serem indispensáveis para a conservação da vida na Terra, pois possuem um importante papel na reciclagem natural dos ecossistemas em que se encontram. Com cerca de 100.000 espécies catalogadas até o momento (Kirk 2008), representa o segundo grupo de eucariontes mais diverso em ambiente terrestre, perdendo apenas para os insetos. Porém, mesmo com essa magnitude de espécies e valor ecológico estima-se que apenas 2-7% da diversidade de fungos seja conhecida atualmente (Hawksworth 2004, Blackwell 2011).

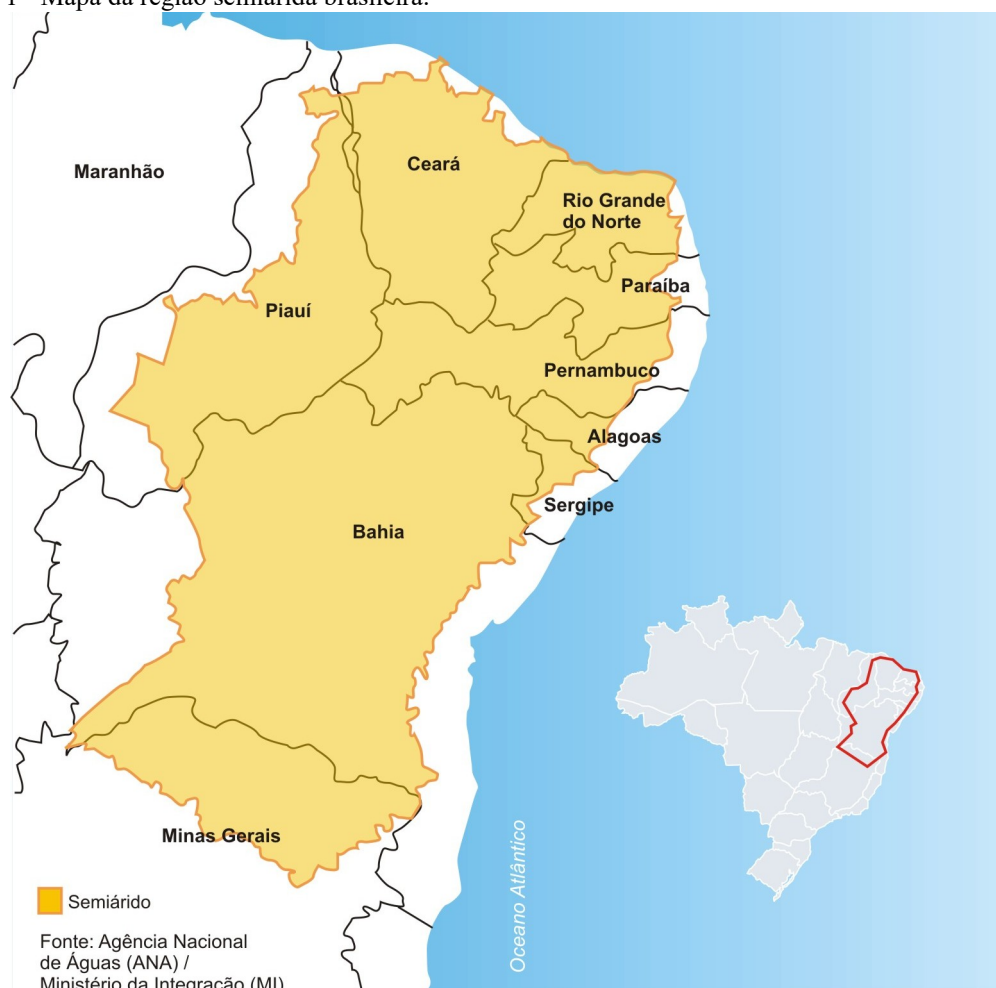
Os *Agaricomycetes* são popularmente conhecidos como cogumelos, orelhas de pau, estrelas da terra, pubões da madeira, etc, e diferenciam-se dos demais *Basidiomycota* por desenvolverem basidiomas macroscópicos onde produzem seus basídios, geralmente holobasidiados (exceto em *Auriculariales*, *Sebacinales* e alguns membros de *Cantharellales*) e seus basidiosporos. Grande parte dos representantes deste grupo de fungos possui a capacidade de degradar os componentes da madeira (celulose, hemicelulose e/ou lignina), sendo assim chamados de lignolíticos ou lignocelulolíticos, sendo estes os únicos organismos capazes de degradar totalmente a lignina (Lodge *et al.* 2004, Floudas *et al.* 2012).

Esses fungos são mais comumente encontrados em madeira em decomposição, mas também colonizam solo e árvores vivas, parasitando tronco e raízes ou em associações micorrízicas (Alexopoulos *et al.* 1996, Kendrick 2002, Webster & Weber 2007). Devido à produção de enzimas capazes de degradar compostos naturais complexos como a lignina e celulose, estes organismos atuam nos ecossistemas degradando substâncias orgânicas e alguns substratos inorgânicos, participando, assim, ativamente do processo de biodegradação, contribuindo para a ciclagem de nutrientes e manutenção dos ambientes em que se encontram (Kendrick 2002, Mueller & Bills 2004, Webster & Weber 2007).

O domínio ecogeográfico da Caatinga ocupa uma área de cerca de 850.000 km<sup>2</sup> e abrange todos os estados do Nordeste (aproximadamente 70% da área total) e parte do norte de Minas Gerais, englobando em torno de 11% do território nacional (Figura 1)

(Ministério do Meio Ambiente 2002, Queiroz 2009). Historicamente, este é o ecossistema brasileiro mais negligenciado e desconhecido em termos de estudos botânicos, porém esta realidade equivocada relaciona-se à crença de que este ambiente é resultante das modificações de outras formações vegetais e associa-se a uma diversidade muito baixa, ausência de espécies endêmicas e áreas largamente modificadas pelo uso irracional de seus recursos naturais resultantes da atividade agrícola, queimadas, pecuária extensiva e extrativismo mineral e vegetal (Castelletti *et al.* 2003, Giulietti *et al.* 2004b, Moreira *et al.* 2006). Entretanto, estudos comprovam que a Caatinga é uma região rica em táxons animais e vegetais, e que muitos destes são raros e endêmicos (Giulietti *et al.* 2004a, b, Leal *et al.* 2003).

Figura 1 - Mapa da região semiárida brasileira.



Fonte: Agência Nacional de Águas - Ministério da Integração, 2004.

Os estudos sobre diversidade de organismos, em especial ao que se refere à diversidade dos fungos, são considerados tema de grande relevância atualmente. Além

disso, inúmeros trabalhos enfatizam a importância do conhecimento da microbiota no Brasil, onde existe uma grande riqueza de espécies ainda a ser descoberta (Forzza *et al.* 2010).

Apesar da riqueza e vastidão biológica, a Caatinga ainda é uma área carente em estudos sobre fungos, dentre os quais os *Agaricomycetes* lignocelulolíticos. Neste trabalho, serão estudados as formas pileadas e ressupinadas poróides e corticióides de modo geral, além de espécies de *Auricularia*. Até o momento, das aproximadamente 20 mil espécies descritas para *Agaricomycetes* (Kirk *et al.* 2008), 90 foram registradas para a Caatinga (Drechsler-Santos *et al.* 2008, 2009, 2010, Gibertoni *et al.* 2011, Baltazar *et al.* 2012, Drechsler-Santos *et al.* 2012a, b, 2013, 2015, Neves *et al.* 2014, Gibertoni *et al.* 2014, Gugliotta *et al.* 2014, Gomes-Silva *et al.* 2015), identificadas a partir de caracteres morfológicos. Entretanto, sabe-se que ferramentas moleculares tornam possível uma melhor delimitação de espécies, principalmente aquelas abrigadas em complexos de difícil distinção morfológica e também incrementam os estudos sobre relações filogenéticas de fungos (Hibbett *et al.* 2007).

A mesma carência observada para dados moleculares é também notada para dados ecológicos. Na Caatinga, apenas o trabalho de Drechsler-Santos *et al.* (2010) visou estudar aspectos ecológicos de uma família de *Agaricomycetes* lignocelulolíticos. Porém, trabalhos publicados tratam da importância das relações desses fungos com fatores bióticos e abióticos em outros ecossistemas brasileiros (Gibertoni 2007, 2008, Nogueira-Melo *et al.* 2014, Soares *et al.* 2014, Borba-Silva *et al.* 2015). Isto evidencia a necessidade de mais estudos sobre as relações tróficas e o papel desses fungos nos ecossistemas, contribuindo assim para o esclarecimento de alguns aspectos ecológicos essenciais para a conservação desses organismos.

Reconhecer a diversidade de um determinado grupo de organismos e suas relações com o ambiente em uma região é um importante passo rumo a temas relevantes como conservação, uso sustentável de recursos naturais e biotecnologia. Diante do exposto, este trabalho teve como objetivo ampliar o conhecimento sobre a diversidade (abundância, riqueza e composição de espécies) de *Agaricomycetes* lignocelulolíticos (poróides e corticióides) na Caatinga nordestina por meio de ferramentas morfológicas e moleculares, e os efeitos dos fatores abióticos (pluviosidade) e bióticos (fitofisionomias diversas) na diversidade.

## 2. FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA

### 2.1. CLASSIFICAÇÃO DOS *AGARICOMYCETES*

A classificação dos fungos vem sofrendo modificações substanciais, mas atualmente ainda permanece em processo de organização. A utilização de novas metodologias como a microscopia eletrônica, a sistemática filogenética e a biologia molecular, vem promovendo profundas alterações nos sistemas de classificação dos fungos (Tautz *et al.* 2003; Góes-Neto 2007). A partir de dados moleculares, Hibbett *et al.* (2007) propuseram um novo sistema de classificação que vem sendo amplamente utilizado. Esta classificação é baseada em estudos filogenéticos e, de acordo com os autores, o reino *Fungi* está subdividido em sete filós: *Ascomycota*, *Basidiomycota*, *Blastocladiomycota*, *Chytridiomycota*, *Glomeromycota*, *Microsporidia* e *Neocallimastigomycota*.

O filo *Basidiomycota* é composto por três subfilos (*Agaricomycotina*, *Pucciniomycotina* e *Ustilaginomycotina*) e constitui um grupo de morfologia diversificada que se reproduz sexuadamente através da formação de estruturas especializadas denominadas basídios, onde ocorrem cariogamia e meiose, resultando na formação de esporos (basidiosporos) inseridos diretamente sobre a parede dos basídios ou sobre extensões da mesma (esterigma). Este grupo pode ou não desenvolver corpos de frutificação macroscópicos (basidiomas), onde são formadas suas estruturas de reprodução (basídios e basidiosporos) (Alexopoulos *et al.* 1996, Kendrick 2002). Incluem-se neste filo os fungos mais conhecidos como boletos, orelhas de pau, estrelas da terra, os ninhos de passarinho e os cogumelos, além dos fitopatógenos que não produzem basidiomas (ferrugens e carvões) (Alexopoulos *et al.* 1996, Kendrick 2002, Webster & Weber 2007, Kirk *et al.* 2008).

Dentre as classes que pertencem ao subfilo *Agaricomycotina*, destaca-se *Agaricomycetes* que abrange 17 ordens, 100 famílias, 1147 gêneros e 20951 espécies (Kirk *et al.* 2008).

No contexto atual, dados moleculares são ferramentas significativas para o estudo taxonômico e para a compreensão das relações filogenéticas entre os diferentes grupos de fungos. Porém, embora essas ferramentas sejam bastante eficazes para elucidar espécies de difícil distinção morfológica, a taxonomia clássica, baseada no

estudo das características macro- e micromorfológicas dos basidiomas, é ainda a mais utilizada para essa finalidade (Ryvarden 1991, 2004, Teixeira 1993, 1994, 1995).

## 2.2. CARACTERÍSTICAS GERAIS DOS *AGARICOMYCETES*

Os *Agaricomycetes* são fungos popularmente conhecidos como cogumelos, orelhas de pau, estrelas da terra, pubões da madeira, etc e diferenciam-se dos demais *Basidiomycota* por desenvolverem basidiomas macroscópicos onde produzem seus basídios, geralmente holobasidiados (exceto em *Auriculariales*, *Sebacinales* e alguns membros de *Cantharelales*) e seus basidiosporos (Alexopoulos *et al.* 1996).

Neste trabalho, os *Agaricomycetes* representados são as formas pileadas e ressupinadas poróides e corticióides de modo geral, além de espécies de *Auricularia*.

Os fungos poróides formam um grupo morfológico artificial de gêneros e espécies com diversas relações filogenéticas, caracterizado por apresentar himênio geralmente tubular que se abre na superfície formando poros (Donk 1964, Alexopoulos *et al.* 1996). Para esse grupo, são relatadas 1.200 espécies distribuídas em 267 gêneros e cinco ordens: *Gloeophyllales*, *Hymenochaetales*, *Polyporales*, *Russulales* e *Trechisporales* (Kirk *et al.* 2001, 2008).

Os basidiomas dos fungos poróides apresentam grande variação morfológica quanto à disposição no substrato, podendo ser ressupinado (quando se encontra totalmente aderido ao substrato), efuso-reflexo (quando uma parte se encontra aderida ao substrato e a outra se destaca da borda, formando um píleo), e ainda pileado (formados pela superfície abhimenial, himenial, tubos e contexto), séssil ou estipitado com estipe lateral ou central. Quando pileados apresentam-se nas formas aplanada, convexa, flabeliforme, imbricada, infudibuliforme ou ungulada.

Os que apresentam píleo possuem superfície abhimenial glabra, áspera, coberta por algum tipo de pelo, foscas, lacadas, zonadas ou sulcadas. Nesses representantes, a margem pode ser lisa, involuta, revoluta, ondulada ou estriada e ainda obtusa ou aguda, de acordo com a sua espessura (Gilbertson & Ryvarden 1986, Ryvarden 2004).

Outro elemento importante na delimitação taxonômica dos fungos poróides é o contexto. Trata-se do micélio estéril que preenche o basidioma desde a superfície abhimenial até o início dos tubos (Fidalgo & Fidalgo 1967). Na maioria das espécies, o contexto é homogêneo em relação à cor e consistência e, normalmente, tem uma

estrutura radial com hifas crescendo na base em direção à margem, porém, em outras espécies, o contexto é claramente duplex sendo a parte inferior densa e a parte superior mais macia e fibrosa. Em algumas espécies, há a formação de uma ou duas linhas negras, sendo também de importância para distinção delas (Furtado 1981, Ryvardeen 2004).

A superfície himenial dos fungos poróides é geralmente tubular e se abre na superfície formando poros onde são encontradas as microestruturas férteis e estéreis produzidas na camada himenial (Ryvardeen 2004). Esta superfície pode apresentar poros circulares, angulares, hexagonais, radialmente alongados, irregulares, sinuosos, dedalóides ou hexagonais. A coloração, forma e tamanho destas estruturas, geralmente mencionado como poros/ mm, são taxonomicamente importantes para a distinção das espécies do grupo (Ryvardeen 1991, Ryvardeen 2004).

Os fungos corticióides são representados por organismos morfológicamente semelhantes, de hábito geralmente ressupinado e superfície himenial lisa. São relatadas aproximadamente 1.800 espécies para o grupo, distribuídas em 250 gêneros e 12 ordens (*Agaricales*, *Atheliales*, *Boletales*, *Cantharellales*, *Corticiales*, *Gomphales*, *Gloeophyllales*, *Hymenochaetales*, *Polyporales*, *Russulales*, *Thelephorales* e *Trechisporales*) (Donk 1964, Larsson 2007, Mueller *et al.* 2007, Bernicchia & Gorjón 2010).

Os representantes dos fungos corticióides apresentam basidiomas simples e delicados que se desenvolvem na parte debaixo da madeira em decomposição, na maioria dos casos (Larsson 2007). De modo geral, as espécies desses fungos apresentam-se essencialmente ressupinadas a efuso-reflexas, mas, embora menos constantes, há também as que apresentam basidioma cupulado ou até mesmo estipitado.

Além da superfície himenial comumente lisa, esse grupo também apresenta superfície poróide, irpicóide, reticulada, merulióide, grandinióide, odontóide, hidnóide, tuberculada e colilulosa. Quanto ao aspecto, a superfície apresenta-se como aracnóide, farináceo, atelióide, membranáceo, ceráceo ou flebióide (Hjortstam *et al.* 1987, Parmasto *et al.* 2004, Larsson 2007).

Tanto os fungos poróides quanto os corticióides variam quanto à coloração (de tonalidades do branco, violáceos, rosados ao marrom escuro) e consistência, que pode ser esponjosa, carnosa, coriácea, corticóide ou lenhosa nos poróides (Gilbertson & Ryvardeen 1986, Ryvardeen 1991, Parmasto *et al.* 2004, Larsson 2007).

As espécies de *Auricularia* Bull. ex Juss. formam um grupo monofilético e estão distribuídas na ordem *Auriculariales* J. Schröt. (Montoya-Alvarez *et al.* 2011, Looney *et al.* 2013, [www.mycobank.org](http://www.mycobank.org)). Apresentam basidioma efuso-reflexo a pileado, sésil a subestipitado, às vezes semelhante a uma orelha humana, com curtos pelos na superfície e na margem, de consistência gelatinosa quando fresco, sendo estas as principais características macroscópicas do gênero (Teixeira 1945, Lowy 1951, 1952).

Segundo Lowy (1951), a cor, o tamanho e a configuração da superfície dos basidiomas não são caracteres importantes na delimitação de espécies do gênero, pois podem ser afetados por fatores ambientais tais como incidência de luz e disponibilidade de água no substrato. Esta determinação ainda é aceita atualmente e fatores biogeográficos são considerados importantes, apesar de tratar-se de um gênero com distribuição cosmopolita (Looney *et al.* 2013).

Microscopicamente, os *Agaricomycetes*, de modo geral, apresentam distinção quanto ao sistema hifálico e às estruturas férteis (basídios e basidiosporos) e estéreis, como cístidios, hifídios, setas, medas, basidiólos, cistidiólos, pseudoparáfises e pseudófises, que são produzidas na camada himenial (Ryvarden 1988, 1991, Ryvarden & Johansen 1980, Nuñez & Ryvarden 2001).

O sistema hifálico consiste no conjunto de hifas que compõem o micélio que forma os basidiomas. É determinado de acordo com a combinação dos tipos de hifas presentes, podendo ser monomítico (quando apresenta apenas hifas generativas), dimítico (quando hifas generativas e esqueléteas ou, mais raramente, generativas e conectivas) ou trimítico (quando os três tipos de hifa são encontrados no basidioma) (Ryvarden 1991). As hifas generativas geralmente são hialinas, com parede fina e podem apresentar septo simples ou com grampos de conexão. Já as hifas esqueléteas são geralmente longas, não ramificadas, parede espessa, sem septos e, as de algumas espécies, podem tornar-se avermelhadas (reação dextrinóide) ou azul-violáceas (reação amiloide) quando colocadas em contato com reagente de Melzer. As hifas conectivas são geralmente curtas, ramificadas, com parede fina e ficam entrelaçadas às esqueléteas.

A estrutura das hifas é um importante critério taxonômico para a delimitação de alguns gêneros e espécies de *Agaricomycetes* (Fidalgo 1968, Teixeira 1995, Ryvarden 2004). Nos fungos poróides, os três tipos de sistema hifálico podem ser encontrados dispostos na cutícula, superfícies himenial e abhimenial, contexto e tubos, de acordo com a espécie analisada (Ryvarden 2004). A maioria das espécies de corticióides



apresenta sistema monomítico, porém a conformação dimítica também pode ser encontrada (Larsson *et al.* 2004, Parmasto *et al.* 2004). Nestes fungos, as hifas também estão dispostas em camadas (subículo, himênio e subhímênio). As espécies de *Auricularia* apresentam hifas monomíticas dispostas em zonas (pilosa, compacta superior e inferior, subcompactas superior e inferior, laxas superior e inferior, medula e himênio), sendo esta a principal característica microscópica para a determinação dos representantes do gênero (Lowy 1951, 1952, Montoya-Alvarez *et al.* 2011, Looney *et al.* 2013).

O desenvolvimento dos basídios é contínuo até o envelhecimento dos basidiomas. Geralmente, após os processos de cariogamia e meiose, são formados basídios com quatro esterigmas, porém alguns gêneros de *Agaricomycetes* possuem como principal característica a formação de basídios com dois ou seis esterigmas. Para Fidalgo (1968), esta microestrutura é de grande importância na caracterização de táxons de níveis elevados (ordem, família), mas de importância menor em gêneros e espécies, porém para Ryvar den (2004) e Larsson (2007), o tamanho, a forma, reação química, número de esterigmas e presença ou ausência de grampo de conexão na base dos basídios podem ser caracteres importantes para a determinação de espécies poróides e corticióides. Estes fungos produzem basídios geralmente cilíndricos, clavados, hialinos e não septados, enquanto os representantes de *Auricularia* possuem basídios com até três septos transversais (Lowy 1951, 1952, Ryvar den 2004, Larsson 2007, Montoya-Alvarez *et al.* 2011, Looney *et al.* 2013).

As características morfológicas dos basidiosporos – dimensões, formas (globosos, subglobosos, obovados, elípticos, cilíndricos, alantóides, naviculares, entre outros), características da parede (fina, espessada, dupla, lisa ou ornamentada), reação a alguns reagentes (reações cianófila, dextrinóide e amilóide, sob o contato com os reagentes azul de Amann e Melzer, respectivamente), e dos ápices (truncados ou não), são de extrema importância para a delimitação taxonômica dos *Agaricomycetes* (Ryvar den, 1988, 1991; Ryvar den & Johansen, 1980).

Os elementos estéreis podem ser encontrados tanto no himênio quanto na trama dos basidiomas. Possuem uma grande diversidade de tamanhos, formas e reações. Geralmente são fáceis de serem observados, mas também podem ser raros em algumas espécies. No himênio dos fungos poróides podem ser encontradas as seguintes estruturas estéreis: cístidios, setas, medas, basídiolos, cistidiolos, pseudoparáfises,

pseudófitas e dendrofitas (Fidalgo & Fidalgo 1967, Fidalgo 1968, Hawksworth *et al.* 1995, Ryvarden 2004). Nos corticióides as estruturas estéreis encontradas são: cistídios (leptocistídios, liocistídios, metulóides, gloecistídios e lagenocistídio) e hifídios (dendrofitas, dicohifídios, asterohifídios e acantohifídios) (Donk 1964, Hjortstam *et al.* 1987, Boidin 1991, Larsson *et al.* 2004, Parmasto *et al.* 2004). Já os representantes de *Auricularia* não apresentam estruturas estéreis no himênio (Lowy 1951, 1952, Montoya-Alvarez *et al.* 2011, Looney *et al.* 2013).

Todas essas características macro- e microscópicas apresentadas acima são de imprescindível importância para a delimitação das famílias, gêneros e espécies dos *Agaricomycetes* estudados neste trabalho, sendo fundamental o conhecimento dessas estruturas nos estudos de taxonomia clássica.

### 2.3. IMPORTÂNCIA ECOLÓGICA DOS *AGARICOMYCETES*

Estes fungos são mais comumente encontrados colonizando madeiras em decomposição, mas também podem ser observados em árvores vivas ou sobre o solo, estabelecendo uma provável relação parasita e/ou ectomicorrízica com seus hospedeiros.

Devido à capacidade de degradação dos componentes da madeira, os *Agaricomycetes* desempenham um papel imprescindível na manutenção dos ecossistemas florestais. Nestas áreas, eles reciclam o carbono e promovem o fluxo de materiais a partir da reciclagem dos elementos químicos e vitais da natureza, processo chamado de ciclagem de nutrientes (Gilbertson 1980, Webster & Weber 2007). Esses fungos constituem a maior parte da classe e são classificados em dois grupos principais, critérios utilizados inclusive nos estudos morfológicos: os causadores de podridão branca e os causadores de podridão marrom. Os que produzem enzimas que quebram apenas celulose e a hemicelulose, utilizando enzimas oxidativas e metabólitos secundários para produzir peróxido de hidrogênio e radicais livres e reduzir o substrato a blocos cúbicos, amarronzados devido à presença da lignina residual, quebrados e fendidos no sentido das fibras, com aspecto de parede de tijolos, são os causadores da podridão marrom (Eastwood *et al.* 2011). Já os que, além dessas substâncias, degradam também a lignina por meio de enzimas oxidativas, deixando o substrato com aparência esbranquiçada, macia, esponjosa e acessível como substrato para outros micro-

organismos, são os causadores da podridão branca. A capacidade enzimática desses fungos, além de ser importante para os ciclos biogeoquímicos, também os torna viáveis para aplicações industriais incluindo conversão de biomassa, micorremediação e produção de biocombustíveis (Martínez 2005, Ruiz-Dueñas & Martínez 2009, Eastwood *et al.* 2011, Binder *et al.* 2013).

Muitas espécies desses fungos podem ser indicadoras de distúrbios em ecossistemas nativos, pois são mais frequentes em locais menos alterados e ocupam substratos com maior área a ser decomposta e em estágios tardios de decomposição, tornando-se escassos em áreas em processo de desertificação. Este é um fator muito importante para a conservação de *Agaricomycetes*, uma vez que a diminuição da diversidade vegetal pode influenciar na ocorrência destes fungos (Gibbertoni *et al.* 2007).

#### 2.4. CARACTERIZAÇÃO DA CAATINGA

A Caatinga é um ecossistema exclusivamente brasileiro caracterizado por um alto grau de endemismos (Giulietti *et al.* 2004a, b), baixa precipitação pluvial (240 a 900 mm/ano) e altas médias anuais de temperatura ( $> 27^{\circ}\text{C}$ ), bem como por uma grande variação nas características do relevo e do solo deste ambiente (Sampaio 1995, Prado 2003).

O clima predominante é o quente e seco, mas devido à ampla extensão territorial, as áreas de Caatinga apresentam climas diferenciados, sendo observadas regiões com temperatura média anual superior a  $30^{\circ}\text{C}$  e precipitação inferior a 300 mm/ano distribuídas de maneira irregular (Alves, 2009). Entretanto, devido ao aumento da altitude, precipitação e consequentemente disponibilidade de água no solo, as áreas ecotonais entre a Caatinga e a Mata Atlântica apresentam médias anuais de  $26^{\circ}\text{C}$  e precipitação pluviométrica em torno de 1500 mm/ano, caracterizando assim pequenas áreas de microclima de altitude, denominadas brejos de altitude. Porém, embora intensas, essas chuvas são concentradas em um curto período do ano, geralmente três meses (Ferraz *et al.* 2003; Rodal *et al.* 2005; Lamepe, 2012).

Quanto ao solo, a Caatinga possui um complexo mosaico de tipos diferentes com ampla variação de características e origem, refletindo assim na variação dos tipos vegetacionais encontrados no ambiente (Prado, 2003; Beltrão *et al.*, 2005; Rodal *et al.*, 2005; Sampaio, 2010; Santos *et al.*, 2012).

A variação da estrutura da vegetação da Caatinga é condicionada pela topografia, alterações antrópicas e pela combinação da precipitação média anual e dos atributos do solo (Prado, 2003). São descritos pelo menos 12 diferentes tipos vegetacionais nesse ecossistema, envolvendo oito ecorregiões (Veloso *et al.*, 2002) constituídas por zonas de florestas sazonalmente secas predominantemente formadas por espécies lenhosas de pequeno porte, herbáceas decíduas, plantas caducifólias e espécies espinhosas (Pennington *et al.*, 2000; Taylor & Zappi, 2004). Compreende, também, florestas serranas, tais como as florestas perenifólias e sub-perenifólias dos brejos de altitude e as florestas semi-decíduas, além das florestas ripárias e os cerrados (Alves *et al.*, 2009). Atualmente são catalogadas cerca de 4.480 espécies de plantas vasculares para a Caatinga, sendo a região considerada como a quarta mais rica em espécies do País, atrás somente da Mata Atlântica, Amazônia e Cerrado (Siqueira Filho *et al.*, 2012).

Segundo Castelletti *et al.* (2003), a Caatinga é a região natural brasileira menos protegida e o terceiro domínio mais degradado pelo uso irracional dos recursos naturais, através da atividade agrícola, queimadas, pecuária extensiva e extrativismo mineral e vegetal, abrigando apenas oito das 71 Unidades de Conservação Federais no Brasil (Moreira *et al.* 2006, [www.icmbio.gov.br](http://www.icmbio.gov.br)). Apesar de ser um bioma historicamente negligenciado, estudos comprovam que a Caatinga é rica em espécies animais e vegetais, e que muitas destas são endêmicas (Leal *et al.* 2003).

Há mais de uma década, elaborou-se um plano de ações prioritárias para a conservação da biodiversidade da Caatinga (Tabarelli & Silva 2002). Porém, pouco tem sido efetivamente realizado para garantir o objetivo de manutenção das espécies e dos habitats em larga escala. Grande parte das ações para a conservação desse ambiente esbarra na fragilidade ocasionada pelo pouco conhecimento da biodiversidade presente no ecossistema (Barbosa *et al.* 2005).

Muitos dos organismos que compõem a diversidade da Caatinga estão intimamente adaptados à sazonalidade climática da região, limitando a ocorrência em determinados períodos do ano. Essa limitação no acesso à biodiversidade desse ecossistema é agravada ainda mais devido às elevadas taxas de endemismo e espécies raras sensíveis às mudanças bruscas do ambiente. Assim, devido à limitação temporal desses organismos e à grande extensão territorial, é necessário realizar diversas

expedições a campo para estimar a real biodiversidade contida nesse ambiente (Siqueira Filho *et al.* 2012).

Com a expectativa de conhecer o máximo possível da diversidade, antes que esta seja definitivamente perdida, os estudos em taxonomia se inserem como uma maneira de garantir um bom conhecimento amostral da microbiota. Sem tal conhecimento, políticas de conservação não são desenvolvidas e, como consequência, a deterioração dos ecossistemas e a perda da biodiversidade não são contidas.

## 2.5. DIVERSIDADE DE *AGARICOMYCETES* NA CAATINGA

Ainda há poucos estudos em áreas de Caatinga (Maia *et al.* 2002), mas é possível suspeitar que este ambiente, além de riqueza, também exhibe importantes informações sobre as espécies de fungos que nele habitam e suas relações com o ambiente. Nos últimos 12 anos, importantes trabalhos relacionados à diversidade de *Agaricomycetes* lignocelulolíticos na Caatinga foram publicados.

Em 2003, Góes-Neto *et al.* registraram 26 espécies de fungos afiloforáceos (atualmente em *Agaricomycetes* lignocelulolíticos) em um fragmento de floresta submontana na Serra da Jibóia, região semiárida da Bahia, e observaram que a diversidade encontrada foi similar a de áreas de Mata Atlântica, embora na época não tenham utilizado análises estatísticas para a confirmação da similaridade. Neste estudo, *Pycnoporus sanguineus* (L.) Murrill, *Phellinus gilvus* (Schwein.) Pat. e *Lentinus crinitus* (L.) Fr. foram as mais coletadas, confirmando a hipótese de Lodge & Cantrell (1995) de que estas espécies estão bem adaptadas a condições de baixa umidade e altas temperaturas.

Drechsler-Santos *et al.* (2007) registraram a espécie *Navisporus terrestris* Gibertoni & Ryvarden na região semiárida da Bahia, ampliando o conhecimento sobre a distribuição geográfica da mesma que, até aquele momento, era registrada apenas para a localidade tipo, na Mata Atlântica do Rio Grande do Norte (Gibertoni *et al.* 2004).

No ano seguinte, Drechsler-Santos *et al.* (2008) revisaram e redeterminaram 41 exsiccatas coletadas na região semiárida do Brasil e depositadas no Herbário URM que corresponderam a 19 espécies de *Agaricomycetes*. Das 19 espécies, duas foram novas ocorrências para o Nordeste, uma para o estado da Bahia, uma para o Ceará e outra para o Piauí.

Posteriormente, Drechsler-Santos *et al.* (2009) publicaram uma *checklist* dos *Agaricomycetes* lignocelulolíticos da região semiárida do Brasil a partir de revisões bibliográficas (Torrend 1940, Maia 1960, Góes-Neto 1999, Maia & Gibertoni 2002, Góes-Neto *et al.* 2003, Góes-Neto & Baseia 2006, Drechsler-Santos *et al.* 2007, 2008) e de herbários (ALCB, CEPEC, HUEFS e URM). Neste estudo, os autores relataram a ocorrência de 37 espécies para a Caatinga, distribuídas em 10 famílias e sete ordens. Neste trabalho, os autores excluíram 28 táxons registrados na literatura devido à falta de materiais de referências depositados nos herbários. Isso nos mostra o quanto as coleções biológicas são essenciais para a compreensão da vida passada e presente dos ecossistemas e para a projeção de cenários futuros, pois fornecem materiais biológicos (espécimes coletados, identificados e estudados) essenciais para estudos em taxonomia, ecologia, morfologia, biodiversidade e etnobotânica, bem como a ser utilizado no ensino (Maia *et al.*, 2007).

Drechsler-Santos *et al.* (2010) também investigaram a diversidade e as relações de *Hymenochaetaceae* com plantas nativas do semiárido em duas áreas do Parque Nacional do Catimbau, sertão de Pernambuco, encontrando 14 espécies de *Phellinus sensu lato*, das quais seis novas ocorrências para a Caatinga.

Após um ano, Gibertoni *et al.* (2011) relataram a existência de 10 espécies de *Trichaptum* Murrill no Brasil, das quais apenas *T. biforme* (Fr.) Ryvardeen e *T. perrottetii* (Lév.) Ryvardeen foram registradas para o semiárido, sendo a última uma nova ocorrência para a região.

Baltazar *et al.* (2012) ampliaram os conhecimentos sobre *Agaricomycetes* em áreas de Mata Atlântica e Caatinga e divulgaram *Inonotus portoricensis* (Overh.) Baltazar & Gibertoni, *Phylloporia spathulata* (Hook.) Ryvardeen e *Schizopora flavipora* (Berk. & M.A. Curtis ex Cooke) Ryvardeen como novas ocorrências para o semiárido brasileiro.

Também em 2012, *Daedalea ryvardenica* Drechsler-Santos & Robledo foi descrita como uma nova espécie. Apesar de o espécime tipo ter sido coletado no Cerrado, outros exemplares foram registrados no semiárido, porém identificados anteriormente como *Trametes supermodesta* Ryvardeen & Iturr. (Drechsler-Santos *et al.* 2012a).

Drechsler-Santos *et al.* (2012b) descreveram *Panus parvus* Drechsler-Santos & Wartchow, coletada no semiárido, como nova espécie de *Agaricomycetes*. Neste

trabalho, os autores propõem também três novas combinações e reportam quatro novas ocorrências [*Lentinus bertieri* (Fr.) Fr., *L. swartzii* Berk., *Panus tephroleucus* (Mont.) T.W. May & A.E. Wood e *P. velutinus* (Fr.) Sacc.] para a Caatinga.

No ano seguinte, Neves *et al.* (2013) publicaram um guia de fungos macroscópicos comumente encontrados na região semiárida brasileira. Este trabalho inclui 28 de orelhas de pau, um dos nomes vulgares de *Agaricomycetes*.

Maia (2014) organizou uma cartilha sobre fungos do Parque Nacional do Catimbau (PARNA Catimbau). O trabalho foi resultante dos esforços empenhados no Projeto “Diagnóstico micológico em áreas nativas e antropizadas do Parque Nacional do Catimbau, Pernambuco, Brasil” (CNPq/ICMBio 13/2011 - Pesquisa em Unidades de Conservação do Bioma Caatinga), o qual teve como objetivo conhecer a diversidade de fungos nessa Unidade de Conservação. O livreto cita a ocorrência de 33 espécies de *Agaricomycetes* no local.

A mais recente contribuição ao acesso à diversidade de *Agaricomycetes* poróides, corticióides e *Auricularia* no Brasil é fornecida pela Lista da Flora do Brasil, promovida pelo Ministério do Meio Ambiente, que apesar de ser anualmente atualizada, relata a ocorrência de apenas 70 espécies destes fungos para a Caatinga brasileira (Drechsler-Santos *et al.* 2015, Gugliotta *et al.* 2015, Gibertoni *et al.* 2015), das mais de 20 mil relatadas para o grupo (Kirk *et al.* 2008).

A partir dos trabalhos acima citados, no semiárido brasileiro há atualmente 90 registros de espécies de *Agaricomycetes* poróides, corticióides e espécies de *Auricularia* registradas, o que não reflete a real riqueza desta área que, segundo Maia *et al.* (2002), ainda é praticamente inexplorada em estudos micológicos. Esta negligência torna-se ainda mais marcante nos estudos dos fungos corticióides, quando comparados aos dos poróides, pois poucos taxonomistas se interessam na elucidação desse grupo devido à dificuldade na identificação morfológica deles (Wei 2004). No semiárido, esse grupo é representado por apenas cinco espécies (Drechsler-Santos *et al.* 2013; Gibertoni *et al.* 2015a; Silveira 2016), das 450 relatadas para o Brasil em outros ecossistemas (Gomes-Silva & Gibertoni 2009, Gibertoni & Drechsler-Santos 2010, Abrahão *et al.* 2012, Gorjón & De Jesus 2012, Baltazar & Gibertoni 2009, Baltazar *et al.* 2013b).

Adicionalmente, além da carência nos dados de diversidade, há também a necessidade de ampliar o conhecimento sobre a relação das espécies com os organismos sobre os quais vivem e se alimentam (Gilbert & Sousa, 2002). Já se sabe que fatores

bióticos (fitofisionomias diversas, espécies morfológicamente indistintas por taxonomia clássica) e abióticos (pluviosidade) influenciam diretamente na diversidade de *Agaricomycetes* em ambientes tropicais (Lindblad 2001, Gilbert *et al.* 2002, 2008, Norden *et al.* 2004, Robledo *et al.* 2006, Gibertoni *et al.* 2007, Gibertoni 2008). No Nordeste, pouco são os trabalhos que dão ênfase a essas relações (Gibertoni *et al.* 2007, Drechsler-Santos *et al.* 2010), evidenciando, assim, a deficiência de estudos micológicos sobre essas relações nessa região.

Apesar das recentes contribuições para o conhecimento da diversidade desses fungos na Caatinga, ainda há muito a ser explorado nesta região quando em comparação com os esforços focados na Mata Atlântica e Amazônia (Gibertoni *et al.*, 2012; Gorjón & De Jesus, 2012; Medeiros *et al.*, 2012; Baltazar *et al.*, 2012, 2013a, b; Gomes-Silva *et al.*, 2012a, b, c, 2013, 2014; Nogueira-Melo *et al.*, 2012). Além disso, as 90 espécies registradas para a Caatinga são identificadas apenas por morfologia e sabe-se atualmente que ferramentas moleculares tornam possível melhor delimitação de espécies, principalmente aquelas abrigadas em complexos de difícil distinção morfológica, além de incrementar os estudos sobre relações filogenéticas de fungos.

## 2.6. IMPORTÂNCIA DOS ESTUDOS FILOGENÉTICOS DOS *AGARICOMYCETES*

Sabe-se da extrema importância que as características morfológicas e bioquímicas nos oferecem para a identificação dos fungos por taxonomia clássica (Alexopoulos *et al.*, 1996). Porém, a identificação convencional torna-se limitada e muitas vezes insuficiente na tentativa de elucidar alguns complexos de espécies de difícil distinção morfológica, pois os espécimes apresentam caracteres fenotípicos muito plásticos que geralmente levam os taxonomistas a cometerem equívocos nas identificações, dificultando o esclarecimento das relações filogenéticas desses grupos, principalmente em táxons evolutivamente próximos (Insumran *et al.* 2012, Amalfi *et al.* 2013, Tian *et al.* 2013, Parmasto *et al.* 2014, Baltazar *et al.* 2014). Os estudos taxonômicos têm como objetivo agrupar e nomear os organismos segundo caracteres comuns, refletindo uma classificação natural dos táxons, e nessa perspectiva, dados moleculares oferecem um conjunto de informações que facilitam decisões taxonômicas. Sabe-se que inúmeros organismos acumularam divergência genética sem o acompanhamento de diferenciações morfológicas ao longo da evolução (Insumran *et al.*



2012, Amalfi *et al.* 2014) e que, portanto, não poderiam ser identificados apenas pelas ferramentas da taxonomia tradicional. Desse modo, sequências de DNA estão sendo cada vez mais utilizadas para descrições de espécies novas para a ciência e para a elucidação dos táxons inclusos em complexos de espécies de difícil distinção morfológica (Tautz *et al.* 2003).

No Brasil, ainda existem poucos estudos em que as ferramentas moleculares são utilizadas para a delimitação de espécies e para a elucidação de grupos taxonômicos de *Agaricomycetes* (Baltazar *et al.* 2014; Lima-Júnior *et al.* 2014; Cabral *et al.* 2014; Baltazar *et al.* 2015; Gomes-Silva *et al.* 2015; Coimbra *et al.* 2015; Wartchow *et al.* 2015) quando comparados aos inúmeros trabalhos recentes advindos das regiões do Hemisfério Norte (Ghobad-Nejhad *et al.* 2010; Skrede *et al.* 2011; Li & Cui 2013; Zhao & Cui 2012, 2013; Zhao *et al.* 2013). Sendo assim, estudos filogenéticos com propósitos taxonômicos baseados em espécies neotropicais são escassos e, até o momento, não existem trabalhos que incluam materiais provenientes do semiárido brasileiro. Isso demonstra a necessidade de maiores esforços para a correta reconstrução filogenética dos *Agaricomycetes* lignocelulolíticos e avaliação dos limites taxonômicos entre as espécies.

### 3. MATERIAL E MÉTODOS

#### 3.1. ÁREAS DE COLETAS

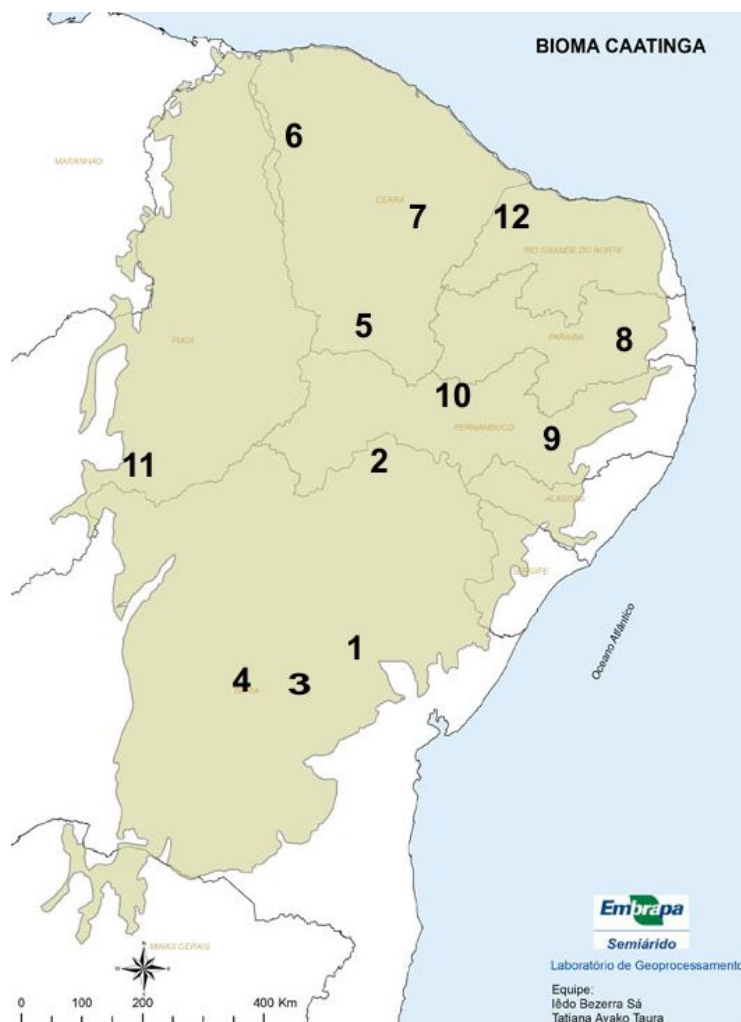
A heterogeneidade de fatores climáticos, geomorfológicos e edáficos tem sido apontada como principal fator da grande variabilidade fitofisionômica na Caatinga (Andrade-Lima 1981, Fernandes 1998). Essa diversidade de paisagens vegetacionais ocorre de acordo com a maior ou menor aridez edafoclimática associada à distância do litoral, altitude, geomorfologia, relevo e composição físico-química do solo (Andrade-Lima 1981).

Grande parte da região da Caatinga é ocupada pela vegetação xerófila caducifólia espinhosa da depressão sertaneja e caracterizada por apresentar intensa sazonalidade e precipitação escassa com menos de 1000 mm anuais distribuídos irregularmente e concentrados em apenas três meses do ano (Andrade-Lima 1981).

Estudos indicam que, com o aumento da altitude, há uma redução na temperatura e aumento na precipitação e disponibilidade de água no solo, fatores que caracterizam áreas de brejos de altitude (Ferraz *et al.* 2003). Estas áreas localizam-se a uma altitude maior que 600 m no semi-árido do nordeste e são rodeadas por vegetação não florestal de caatinga xerófila, apresentando flora e fisionomia distintas. Ocupam as áreas mais elevadas de determinados relevos, a depender da condição climática criada pela altitude (Rodal & Sales 2007).

Para elaboração deste trabalho, foram selecionadas 12 áreas, sendo seis em áreas de brejo de altitude e seis em vegetação típica de caatinga xerófila. As áreas foram exploradas no período entre 2010 e 2014, nas regiões semiáridas da Bahia, Ceará, Paraíba, Pernambuco, Piauí e Rio Grande do Norte para coletas de espécimes de *Agaricomycetes* lignocelulolíticos (Tabela 1, Figura 2).

Figura 2 - Localização das áreas de coletas de *Agaricomycetes* lignocelulolíticos. 1. Santa Teresinha (BA) - Serra da Jibóia; 2. Curaçá (BA); 3. Maracás/Milagres (BA); 4. Abaíra/Itaerê (BA) – Parque Nacional Chapada da Diamantina; 5. Crato (CE) – Floresta Nacional do Araripe-Apodi; 6. Tianguá (CE) – Serra da Ibiapaba; 7. Quixadá (CE) – RPPN Não me deixes; 8. Areia (PB) – Reserva Estadual Mata do Pau-Ferro; 9. Buíque (PE) – Parque Nacional do Catimbau; 10. Triunfo (PE) – Sítio Carro Quebrado; 11. Caracol (PI) – Parque Nacional Serra das Confusões; 12. Apodi (RN) – Parque Nacional da Furna Feia.



Fonte: IBGE – Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística, 2004. Adaptação: Lira, 2016.

Com exceção de Triunfo, as demais áreas estão listadas entre as áreas consideradas prioritárias para conservação da Caatinga devido a sua importância biológica (MMA 2002). Foram exploradas de uma a duas vezes no âmbito do projeto PPBio Semiárido (558317/2009-0).

No Parque Nacional do Catimbau foram realizadas coletas em áreas preservadas e antropizadas, para comparar a riqueza de espécies entre elas, objetivo do projeto Diagnóstico micológico em áreas nativas e antropizadas no Parque Nacional do Catimbau (552083/2011-9).

Em cada visita a campo, foi percorrido um transecto de 20 x 500 m, de acordo com Zak & Willig (2007) que indicam que parcelas retangulares fornecem estimativas mais precisas da composição das espécies de uma área. Desse modo, foi percorrido um total de 83 transectos (Tabela 1).

Tabela 1 - Estados, municípios, áreas, coordenadas, altitude, fitofisionomias e meses das expedições a campo. Período seco (▪); período chuvoso (°); a = área antropizada; n = área nativa. PARNA = Parque Nacional.

Estados	Municípios	Áreas	Coordenadas	Altitude (m)	Fitofisionomia	Data (Nº de transectos/expedição)
Bahia	Santa Teresinha	Serra da Jibóia	12°51'0"S 39°28'08" O	350 - 860	Brejo de altitude	setembro 2010 (4)▪
	Curaçá	-	08°59'34"S 39°53'60"O	330	Caatinga xerófila	fevereiro 2011 (3)▪
	Maracás/Milagres	-	12°52'14"S 39°51'4"O	400	Caatinga xerófila	outubro 2013 (2)▪
	Abaíra/Itaerê	PARNA Chapada da Diamantina	13°14'31"S, 41°40'7"O	650	Brejo de altitude	janeiro 2015 (3)▪
Ceará	Crato	Floresta Nacional do Araripe/Apodi	07°21'55"S, 39°26'26"O	700	Brejo de altitude	janeiro 2011 (4)° maio 2012 (4)▪
	Tianguá	Serra de Ibiapaba	03°52'47"S, 40°57'50"O	770	Brejo de altitude	abril 2012 (3)°
	Quixadá	RPPN Não me deixes	04°48'14"S, 38°58'07"O	180	Caatinga xerófila	abril 2014 (2)▪
Paraíba	Areia	Reserva Estadual Mata do Pau-Ferro	06°58'12"S, 35°42'15"O	620	Brejo de altitude	novembro 2010 (1)°; abril 2012 (1)°; maio 2012 (1)°; julho 2012 (1)°; agosto 2012 (1)°; novembro 2012 (1)°; abril 2013 (1)°; julho 2013 (3)°; fevereiro 2014 (1)°; março 2014 (1)°
Pernambuco	Buíque	PARNA Vale do Catimbau <sup>a+n</sup>	08°24'00"S, 37°09'30"O	750*	Caatinga xerófila	março 2012 (2)°; junho 2012 (2)°; julho 2012 (2)°; agosto 2012 (2)°; setembro 2012 (2)°; novembro 2012 (2)°; maio 2013 (2)°; julho 2013 (2)°; agosto 2013 (2)°; janeiro 2014 (2)°; março 2014 (2)°; maio 2014 (2)°
	Triunfo	Sítio Carro Quebrado	07°50'17"S, 38°06'06"O	700-1100	Brejo de altitude	abril 2012 (1)°; julho 2012 (1)°; agosto 2012 (1)°; setembro 2012 (1)°; abril 2012 (1)°; julho 2013 (1)°; agosto 2013 (1)°; janeiro 2014 (1)°; março 2014 (1)°; abril 2014 (1)°; maio 2014 (1)°
Piauí	Caracol	PARNA Serra das Confusões	09°7'30"S, 43°48'11"O	560	Caatinga xerófila	março 2011 (4)°; março 2012 (4)°

<b>Estados</b>	<b>Municípios</b>	<b>Áreas</b>	<b>Coordenadas</b>	<b>Altitude (m)</b>	<b>Fitofisionomia</b>	<b>Data (Nº de transectos/expedição)</b>
Rio Grande do Norte	Apodi	PARNA da Furna Feia	05°3'30"S, 37°30'39"O	65	Caatinga xerófila	maio 2013 (3)*

\*Apesar de estar numa altitude de mais de 600m, as áreas visitadas na região apresentam vegetação típica de caatinga xerófila.  
Fonte: Lira, 2016.

### 3.2. COLETA, HERBORIZAÇÃO E ANÁLISE DOS MATERIAIS

Durante as coletas, os substratos propícios ao surgimento de *Agaricomycetes* lignocelulolíticos, tais como troncos mortos, inclusive queimados e árvores vivas, foram observados e os representantes, quando encontrados, foram retirados com o auxílio de canivete, faca ou facão. Os basidiomas foram acondicionados em sacos de papel, nos quais foram anotados os dados de coleta (data, coordenadas geográficas e espécie vegetal, quando possível). Já em laboratório, os basidiomas foram acondicionados em estufa a aproximadamente 45-50°C por 2 a 4 dias, tempo necessário para a total secagem dos basidiomas (Fidalgo & Bononi, 1989).

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

Para as análises microscópicas, foram feitos cortes a mão livre de regiões do contexto, tubos, poros e da cobertura do píleo, com lâminas de aço inoxidável. Os fragmentos foram colocados, entre lâmina e lamínula, juntos a uma solução aquosa à base de KOH 3-5% e floxina 1%. O KOH é um hidratante que permite que as estruturas se espalhem mais facilmente sem danificá-las. Já a floxina é um corante citoplasmático que permite uma melhor visualização das estruturas. Também foi utilizado o reagente de Melzer para a observação das reações amilóide (azulada, violácea ou acinzentada) e dextrinóide (marrom avermelhada) das paredes das hifas, dos basidiosporos e das demais microestruturas (cistídios, dendrohidídios, setas, etc.). Em alguns táxons, também foi utilizado o azul de algodão dissolvido em ácido láctico para verificar a reação cianófila em basidiósporos, basídios, cistídios e hifas (Boidin, 1991; Ryvar den, 1991; Teixeira, 1995). Além das reações químicas já citadas, as microestruturas também foram analisadas de acordo com a forma, dimensões, ornamentação e

cor (Teixeira, 1995). As medições, sempre que possível, foram realizadas em 20 unidades de cada microestrutura, por meio de uma ocular com régua milimetrada e objetivas com aumento de 40X e 100X, utilizando-se óleo de imersão nesta última.

Para a identificação seguiu-se os trabalhos de Viégas (1945), Lowy (1952), Ryvar den & Johansen (1980), Hallenberg (1985), Burdsall (1985), Gilbertson & Ryvar den (1986, 1987), Boidin & Lanquetin (1987), Chamuris (1988), Ryvar den (1991, 2004, 2005), Stalpers (1993, 1996), Larsson (1996), Nakasone (1997), Léger (1998), Núñez & Ryvar den (1995, 1997, 2000, 2001), Hjortstam & Ryvar den (1990, 2004, 2007b), Gomes-Silva *et al.* (2010a,b, 2012a,b).

A nomenclatura seguiu a base de dados CBS ([www.cbs.knaw.nl/databases](http://www.cbs.knaw.nl/databases)), Index Fungorum ([www.indexfungorum.org](http://www.indexfungorum.org)), Mycobank ([www.mycobank.org](http://www.mycobank.org)) e Hibbett *et al.* (2007). Os materiais coletados e identificados ao nível de espécie foram depositados no Herbário URM. Duplicatas dos materiais cuja identificação permaneceu incerta foram identificadas junto ao Dr. Leif Ryvar den e ao Dr. Karl-Henrik Larsson, em Oslo e foram também depositadas no Herbário O.

### 3.3. EXTRAÇÃO DE DNA, AMPLIFICAÇÃO DAS SEQUÊNCIAS-ALVO E SEQUENCIAMENTO

Em laboratório, fragmentos dos basidiomas foram retirados e acondicionados em microtubos de 1,5 mL contendo sílica gel para desidratação. Esses tubos foram então armazenados em freezer (-20°C) até a extração do DNA.

Para as análises moleculares foram selecionados taxons de *Perenniporia* Murrill e *Dichomitus* D. A. Reid, por serem frequentemente coletados nas áreas estudadas e morfologicamente complexos para a distinção por taxonomia clássica.

O DNA genômico dos fragmentos de basidioma foi extraído de acordo com a adaptação do protocolo proposto por Góes-Neto *et al.* (2005). Cerca de 30 mg de basidioma foram macerados com um pistilo em gral de porcelana contendo nitrogênio líquido e transferidos em microtubos de 1,5 mL. Ao pulverizado, foi adicionado 650 µL tampão CTAB 2% (Rogers & Bendich 1985) e cada amostra foi incubada a 65°C por 60 minutos em banho seco. Após este período, o extrato foi misturado a 1V de clorofórmio:álcool isoamílico (24:1), precipitado em isopropanol (1:1), lavado com 1 mL de etanol 70% por pelo menos duas vezes



e ressuspendido em 50 µL de água ultra pura. Os extratos foram armazenados em freezer (-20°C) até a utilização nas reações de amplificação.

Foram amplificadas as regiões ITS e LSU do rDNA. As reações de amplificação dessas regiões foram realizadas em tubos de 0,2 mL contendo 50 µL dos seguintes componentes: 1x Tampão KAPA master mix, 200 µM dNTPs, 0.4 µM de cada primers, 0.4 U/µL de KAPA Taq Polimerase e aproximadamente 1 ng/µL de DNA molde. Para a região ITS, foram utilizados os primers ITS4 (5'-TCCTCCGCTTATTGATATGC-3') e ITS5 (5'-GGAAGTAAAAGTCGTAACAAGG-3') (White *et al.* 1990). Já para LSU foi utilizado o par de primer LR0R (5'-ACCCGCTGAACTTAAGC-3') e LR05 (5'-TCCTGAGGGAACTTCG -3') (Moncalvo *et al.* 2000). Nas amplificações de ambas regiões os parâmetros dos ciclos térmicos seguiram iniciaram-se com a desnaturação inicial a 95°C por 3 min, seguido por 35 ciclos de desnaturação a 95°C por 30 s, anelamento dos primers a 58°C por 30 s, e extensão a 72°C por 60 s, além de um ciclo de extensão final a 72°C por 2 min (Lima-Júnior *et al.* 2014). Controles negativos, contendo todos os componentes exceto DNA, foram utilizados em cada procedimento para detectar possíveis contaminações.

Três microlitros do produto final dos procedimentos (extrações de DNA e reações de amplificação), corados com dois microlitros de Gel-Red (0,5µg/mL), foram submetidos eletroforese a 100 Volts por 20-30 min. O resultado dos procedimentos foi observado em gel de agarose 1% sob luz UV.

Os produtos das amplificações das regiões ITS e LSU (rDNA) foram purificados com o Kit GeneJET da Thermo Scientific e encaminhados para sequenciamento na Plataforma do Laboratório Central do Centro de Ciências Biológicas da UFPE.

### 3.4. ANÁLISES FILOGENÉTICAS

Cada eletroferograma das regiões ITS e LSU foi analisado e editado no software Staden Package 2.0 (Staden *et al.*, 1998). As sequências obtidas foram comparadas com outras similares depositadas no *GenBank*, através da ferramenta BLASTn (Tabela 2). As sequências foram alinhadas e editadas manualmente em conjunto com as recuperadas da base de dados GenBank/NCBI (Tabela 2) no software MEGA5 (Tamura *et al.*, 2013).

Tabela 2 - Sequências provenientes do *GenBank* utilizadas na reconstrução filogenética.

Espécies	Voucher/Localidade	Registro GenBank	
		ITS	LSU
<b><i>Datronia</i> Donk</b>			
<i>Datronia mollis</i> (Sommerf.) Donk	Dai 11253/China	JX559258	JX559289
<i>Datronia mollis</i>	Dai 11456/China	JX559253	JX559292
<i>Datronia mollis</i>	RLG 6304/EUA	JN165002	JN164791
<i>Datronia stereoides</i> (Fr.) Ryvarden	Holonen/Finlândia	KC415179	KC415196
<i>Datronia stereoides</i>	Niemelä 3020/Canadá	KC415178	KC415195
<i>Datroniella melanocarpa</i> B.K. Cui, Hai J. Li & Y.C. Dai	Cui 10646 (tipo)/China	KC415186	KC415194
<i>Datroniella scutellata</i> (Schwein.) Gilb. & Ryvarden	Cui 7265/China	JX559263	JX559300
<i>Datroniella scutellata</i>	RLG9584/EUA	JN165004	JN164792
<i>Datroniella subtropica</i> B.K. Cui, Hai J. Li & Y.C. Dai	Dai 12883/China	KC415184	KC415191
<i>Datroniella subtropica</i>	Dai 12881 (tipo)/China	KC415183	KC415193
<i>Datroniella tibetica</i> B.K. Cui, Hai J. Li & Y.C. Dai	Cui 9486 (tipo)/China	JX559265	JX559299
<i>Datroniella tropica</i> B.K. Cui, Hai J. Li & Y.C. Dai	Dai 13147 (tipo)/China	KC415181	KC415189
<i>Datroniella tropica</i>	Dai 13152/China	KC415182	KC415190
<i>Neodatronia gaoligongensis</i> B.K. Cui, Hai J. Li & Y.C. Dai	Cui 8055 (tipo)/China	JX559269	JX559286
<i>N. gaoligongensis</i>	Cui 8132/China	JX559270	JX559287
<i>N. sinensis</i> B.K. Cui, Hai J. Li & Y.C. Dai	Cui 9434/China	JX559271	JX559282
<i>N. sinensis</i>	Dai 11921 (tipo)/China	JX559272	JX559283
<i>Pycnoporus sanguineus</i> (L.) Murrill	PRSC 95/Porto Rico	JN164982	JN164795
<i>Trametes suaveolens</i> (L.) Fr.	FP 102529/EUA	JN164966	JN164807
<b><i>Dichomitus</i> s. l.</b>			
<i>Dichomitus albidofuscus</i> (Domanski) Domanski	FCL 23/Polônia	HQ896245	-
<i>D. albidofuscus</i>	MUAF843/República Tcheca	EU340897	-
<i>D. amazonicus</i> Gomes-Silva, Ryvarden & Gibertoni	JV 1407 47/EUA	KT156707	-
<i>D. cylindrosporus</i> Ryvarden	Ryvarden 45186/China	-	JQ780439
<i>D. ecuadoriensis</i> Ryvarden	Ryvarden 44728/China	-	JQ780440
<i>D. epitephrus</i> (Berk.) Ryvarden	Coveny 219/China	-	JQ780442
<i>D. hubeiensis</i> Hai J. Li & B.K. Cui	Wei 2045/China	JQ780387	JQ780421
<i>D. hubeiensis</i>	Wei 2036/China	JQ780386	JQ780420
<i>D. kirkii</i> Masuka & Ryvarden	Yuan 1237/China	JQ780406	JQ780436
<i>D. squalens</i> (P. Karst.) D.A. Reid	LY-AD-421-SS1/EUA	KP135330	-
<i>D. squalens</i>	Cui 9725/China	JQ780408	JQ780427
<i>D. squalens</i>	CBS 472.89/NI	FJ349622	-
<i>D. squalens</i>	Cui 9639/China	JQ780407	JQ780426
<i>Diplomitoporus crustulinus</i> (Bres.) Domanski	FD 137/EUA	KP135299	KP135211
<i>Megasporia cystidiolophora</i> (B.K. Cui & Y.C. Dai) B.K. Cui & Hai J. Li	Cui 2642 /China	JQ780390	JQ780432

Espécies	Voucher/Localidade	Registro GenBank	
		ITS	LSU
<b><i>Dichomitus s. l.</i></b>			
<i>Megasporia ellipsoidea</i> (B.K. Cui & P. Du) B.K. Cui & Hai J. Li	Cui 5222 (tipo)/China	JQ314367	JQ314390
<i>Megasporia guangdongensis</i> B.K. Cui & Hai J. Li	Cui 9032/China	JQ780398	JQ780429
<i>Megasporia guangdongensis</i>	Cui 9130 (tipo)/China	JQ314373	JQ780428
<i>Megasporia hexagonoides</i> (Speg.) B.K. Cui, Y.C. Dai & Hai J. Li	He 2608/China	JQ314368	JQ314388
<i>Megasporia major</i> (G.Y. Zheng & Z.S. Bi) B.K. Cui & Hai J. Li	Cui 10253/China	JQ314366	JQ780437
<i>Megasporia major</i>	Yuan 1183/China	JQ314365	-
<i>Megasporia violacea</i> (B.K. Cui & P. Du) B.K. Cui & Hai J. Li	Yuan 3678/China	JQ780394	JQ780435
<i>Megasporoporia bannaensis</i> B.K. Cui & Hai J. Li	Dai 12278/China	JQ314361	JQ314378
<i>Megasporoporia bannaensis</i>	Dai 12306/China	JQ314362	JQ314379
<i>Megasporoporia cystidiolophora</i> B.K. Cui & Y.C. Dai	Cui 5907/China	JQ314371	JQ314387
<i>Megasporoporia hexagonoides</i> (Speg.) J.E. Wright & Rajchenb.	Dai 12079/China	JQ314369	JQ314389
<i>Megasporoporia minor</i> B.K. Cui & Hai J. Li	Dai 12170 (tipo)/China	JQ314363	JQ314380
<i>Megasporoporia setulosa</i> (Henn.) Rajchenb.	JV1008 51J/EUA	JF894109	-
<i>Megasporoporia setulosa</i>	JV1008 102J/EUA	JF894110	-
<i>Megasporoporia setulosa</i>	MG 38/Finlândia	-	GU566007
<i>Megasporoporia violacea</i> B.K. Cui & P. Du	Dai 12356/China	JQ314376	JQ314385
<i>Megasporoporiella cavernulosa</i> (Berk) B.K. Cui, Y.C. Dai & Hai J. Li	JV 0904 50J/Florida	JF894105	-
<i>Megasporoporiella cavernulosa</i>	Wu 9508 328/China	-	AY333800
<i>Megasporoporiella lacerata</i> B.K. Cui & Hai J. Li	Yuan 3880 (tipo)/China	JQ314377	JQ314395
<i>Megasporoporiella pseudocavernulosa</i> B.K. Cui & Hai J. Li	Yuan 1270 (tipo)/China	JQ314360	JQ314394
<i>Megasporoporiella rhododendri</i> (Y.C. Dai & Y.L. Wei) B.K. Cui & Hai J. Li	Dai 4226/China	JQ314356	JQ314392
<i>Megasporoporiella rhododendri</i>	Dai 4235/China	JQ314355	JQ314391
<i>Megasporoporiella subcavernulosa</i> (Y.C. Dai & Sheng H. Wu) B.K. Cui & Hai J. Li	Dai 12420/China	JQ780376	JQ780414
<i>Megasporoporiella subcavernulosa</i>	Yuan 5639/China	JQ314358	JQ314393
<i>Phlebia fuscoatra</i> (Fr.) Nakasone	HHB 10782/EUA	KP135365	KP135265
<b><i>Perenniporia s. l.</i></b>			
<i>Hornodermoporus martius</i> (Berk.) Teixeira	JV 1504-111/Costa Rica	KT156696	-
<i>Perenniporia aridula</i> B.K. Cui & C.L. Zhao	Dai 12398/China	JQ001855	JQ001847
<i>P. aridula</i>	Dai 12396/China	JQ001854	JQ001846
<i>P. cf. medulla-panis</i> (Jacq.) Donk	MUCL 45934/Tailândia	FJ393877	FJ411091
<i>P. cinereofusca</i> B.K. Cui & C.L. Zhao	Dai 9289/China	KF568893	KF568895
<i>P. cinereofusca</i>	Cui 5280/China	KF568892	KF568894
<i>P. detrita</i> (Berk.) Ryvardeen	MUCL 42649/Guiana Francesa	FJ411099	FJ393866

Espécies	Voucher/Localidade	Registro GenBank	
		ITS	LSU
<b><i>Perenniporia s. l.</i></b>			
<i>P. hainaniana</i> B.K. Cui & C.L. Zhao	Cui 6366/China	JQ861745	JQ861761
<i>P. hainaniana</i>	Cui 6365/China	JQ861744	JQ861760
<i>P. japonica</i> (Yasuda) T. Hatt. & Ryvarden	Cui 7047/China	HQ654097	HQ654111
<i>P. japonica</i>	Cui 9178/China	JQ001857	JX141469
<i>P. latissima</i> (Bres.) Ryvarden	Cui 6652/China	HQ876604	-
<i>P. martia</i> (Berk.) Ryvarden	MUCL 41677/Argentina	FJ411092	FJ393859
<i>P. martia</i>	MUCL 41678/Argentina	FJ411093	FJ393860
<i>P. martia</i>	Cui 7992/China	HQ876603	HQ654114
<i>P. medulla-panis</i>	MUCL 49581/Polônia	FJ411088	FJ393876
<i>P. medulla-panis</i>	Dai 10780/China	HQ654099	JF713023
<i>P. medulla-panis</i>	Cui 3274/China	JN112792	JN112793
<i>P. medulla-panis</i>	MUCL43520 (Tipo)/Noruega	FJ411087	FJ393875
<i>P. ochroleuca</i> (Berk.) Ryvarden	MUCL 39563/Australia	FJ411097	FJ393864
<i>P. ochroleuca</i>	Dai 11486/China	HQ654105	JF706349
<i>P. ochroleuca</i>	MUCL 39726/Taiwan	FJ411098	FJ393865
<i>P. ohiensis</i> (Berk.) Ryvarden	MUCL 41036/EUA	FJ411096	FJ393863
<i>P. substraminea</i> B.K. Cui & C.L. Zhao	Cui 10191/China	JQ001853	JQ001845
<i>P. substraminea</i>	Cui 10177/China	JQ001852	JQ001844
<i>P. subtephropora</i> B.K. Cui & C.L. Zhao	Dai 10964/China	JQ861753	JQ861769
<i>P. subtephropora</i>	Dai 10962/China	JQ861752	JQ861768
<i>P. tephropora</i> (Mont.) Ryvarden	Cui 6331/China	HQ848473	-
<i>P. tephropora</i>	Cui 9029/China	HQ876601	-
<i>P. tephropora</i>	Dai 8936/China	HQ654106	-
<i>P. tephropora</i>	D2/China	KC414232	-
<i>P. truncatospora</i> (Lloyd) Ryvarden	Dai 5125/China	HQ654098	HQ848481
<i>P. truncatospora</i>	Cui 6987/China	JN048778	HQ654112
<i>Pyrofomes demidoffii</i> (Lév.) Kotl. & Pouzar	MUCL 41034/Russia	FJ411105	FJ393873
<i>Truncospora atlantica</i> Spirin & Vlasák	Alanko 128700/República Tcheca	KJ410700	-
<i>T. atlantica</i>	JV 1311/República Tcheca	KJ410699	-
<i>T. arizonica</i> Spirin & Vlasák	JV 1209/República Tcheca	KJ410696	-
<i>T. arizonica</i>	JV 1207/República Tcheca	KJ410697	-
<i>T. macrospora</i> B.K. Cui & C.L. Zhao	Yuan 3777/China	JX941574	JX941597
<i>T. macrospora</i>	Cui 8106/China	JX941573	JX941596
<i>T. mexicana</i> Vlasák, Spirin & Kout	JV 1109/República Tcheca	KJ410708	-
<i>T. mexicana</i>	JV 0610/República Tcheca	KJ410707	-
<i>T. ochroleuca</i> (Berk.) Pilát	Cui 8870/China	JX941587	JX941605
<i>T. ornata</i> Spirin & Bukharova	SP 6672/República Tcheca	KJ410690	-
<i>T. ornata</i>	Daí 1644/China	KJ410691	-

Fonte: Lira, 2016.

As árvores filogenéticas foram construídas a partir de método de Máxima Parcimônia (MP), Máxima Verossimilhança (MV) e Análise Bayesiana (BA). Cada análise de MP e MV foi processada com 5000 reamostragens de bootstrap no software MEGA5 (Tamura *et al.*, 2011). As BA foram realizadas no MrBayes 3.1.2 (Ronquist & Huelsenbeck, 2003) com 3.000.000 de gerações.

Para *Datronia s. l.*, utilizou-se a análise combinada de ITS + LSU. As análises de MV e BA foram baseadas no modelo TrN+G e GTR+G respectivamente, ambas obtidas do MrModeltest 2.3 (Nylander 2004). *Pycnoporus sanguineus* (L.) Murrill e *Trametes suaveolens* (L.) Fr. foram utilizadas como grupo externo para as análises de reconstrução filogenéticas.

Para *Dichomitus sensu latu*, a análise de MV foi baseada no modelo HKY+G para as sequências de ITS e TrNef+G para as de LSU, todos obtidas do MrModeltest 2.3 (Nylander 2004). A análise BA foi baseada no modelo HKY+G para as sequências de ITS e K80+G para as de LSU, todos também obtidos do MrModeltest 2.3. Sequências de *Phlebia fuscoatra* (Fr.) Nakasone e de *Diplomitoporus crustulinus* (Bres.) Domanski foram utilizadas como grupo externo para as análises de reconstrução filogenéticas das sequências de ITS e LSU.

Para *Perenniporia sensu latu*, a análise de MV foi baseada no modelo TrN+I+G para as sequências de ITS e de LSU, ambas obtidas do MrModeltest 2.3 (Nylander, 2004). A análise BA foi baseada no modelo K80+G para as sequências de ITS e GTR+I+G para as de LSU, ambos também obtidos do MrModeltest 2.3. Nas análises concatenadas (ITS + LSU) para ML foi utilizado o modelo HKY+I+G e para BA o modelo K80+I+G. Sequências de *Pyrofomes demidoffii* (Lév.) Kotl. & Pouzar foram utilizadas como grupo externo para as análises de reconstrução filogenéticas das sequências de ITS e LSU.

### 3.5. ANÁLISES ECOLÓGICAS

Para estas análises, apenas os dados de ocorrência de fungos poróides e *Auricularia* foram incluídos. Os fungos corticióides foram excluídos das análises ecológicas devido à baixa frequência nas coletas, fácil deteriorização e contaminação do material e à dificuldade na identificação morfológica dos espécimes. Muitos deles representam novas espécies que serão estudadas em trabalhos posteriores sob uma perspectiva molecular. Estes fatores poderiam induzir a erros de amostragem nas análises estatísticas, resultantes de insuficiência

amostral. Também foram incluídos os dados de fungos poróides e *Auricularia* de coletas em Triunfo e no município de Cabrobó, nas áreas Barro Branco (08°27'57" S, 39°20'09" W) e Fazenda Mosquito (08°23'06" S, 39°25'30" W) entre 2010 e 2011 referentes aos resultados do mestrado da autora deste presente trabalho.

No presente estudo, foi utilizada a definição de diversidade de Odum (1988), a qual inclui os seguintes componentes:

- Abundância - número de espécimes no ambiente
- Composição - quais espécies ocorrem nas áreas
- Riqueza - número total de espécies no ambiente

Os dados de precipitação do estado da Bahia foram fornecidos pelo Instituto do Meio Ambiente e Recursos Hídricos (INEMA - <http://www.inema.ba.gov.br/>), do Ceará pela Fundação Cearense de Meteorologia e Recursos Hídricos (FUNCEME - <http://www.funceme.br/>), da Paraíba pela Agência Executiva de Gestão das Águas do Estado da Paraíba ([www.aesa.pb.gov.br](http://www.aesa.pb.gov.br/)), de Pernambuco pela Agência Pernambucana de Águas e Climas (APAC - <http://www.apac.pe.gov.br/>), do Piauí pelo Instituto Nacional de Meteorologia (INMET - <http://www.inmet.gov.br/>) e do Rio Grande do Norte pela Empresa de Pesquisa Agropecuária (EPARN - <http://www.emparn.rn.gov.br/>).

As ocorrências das espécies foram registradas de acordo com a época de coleta (seca/chuvosa) em cada um dos 72 transectos percorridos em cada área amostrada. Para as análises estatísticas dos dados de riqueza, foram construídas planilhas de presença (1) ou ausência (0) de cada espécie, enquanto para as análises de abundância, foram elaboradas planilhas com o número de ocorrências de cada espécie.

Para análise de similaridade (ANOSIM com um fator e com dois fatores cruzados), utilizou-se o índice de Bray Curtis, calculado pelo PRIMER® 5.2.4. (Plymouth Routines in Multivariate Ecological Researches) a partir das planilhas. Este teste foi utilizado, para comparar a composição de fungos em relação ao tipo vegetacional (áreas de caatinga xerófila x brejo de altitude, áreas preservadas e antropizadas do PARNA Catimbau) e aos meses de coletas (sazonalidade) entre as 14 áreas analisadas (Clarke & Warwick 1994). O número de permutações para estimar as probabilidades foi 10.000. Gráficos de escalonamento multidimensional (MDS), gerados também a partir do software Primer, foram utilizados para representar a matriz de similaridade de Bray Curtis em dois eixos.

Também a partir das planilhas de abundância, curvas cumulativas de espécies foram geradas no software Estimates 9.1.0 a partir dos estimadores Jackknife 1, Jackknife 2, Bootstrap, Chao 1 e Chao 2 em cada área, para avaliar a suficiência ou insuficiência amostral de coletas (Schilling & Batista 2008).

Testes de qui-quadrado ( $\chi^2$ ) foram utilizados para verificar a proporção diferencial da riqueza e da abundância dos táxons entre as áreas e os períodos de coletas. O nível significativo ( $\alpha$ ) foi definido como 5%.

A frequência relativa de cada espécie também foi avaliada em cada área de coleta e nas áreas como um todo. Para isso, foi utilizada a fórmula  $(nS/nT) \times 100$ , em que nS significa o número de vezes em que a espécie foi registrada nas coletas e nT o número total de espécimes em todas as áreas analisadas. Os resultados são expressos em porcentagens onde as classes de frequência são definidas em: 0,5% = rara; 0,5 – 1,5% = ocasional; 1,5 – 3% = comum mais de 3% = abundante, adaptando-os aos dados de Lindblad (2000) e Rojas & Stephenson (2007).

## 4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

### 4.1. DIVERSIDADE DE ESPÉCIES DE *AGARICOMYCETES* LIGNOCELULOLÍTICOS NA CAATINGA NORDESTINA

Após as expedições a campo, 2249 espécimes de *Agaricomycetes* foram coletados, sendo 907 descartados por estarem contaminados ou muito velhos, ou por pertencerem a outras classes. Os 1342 restantes foram identificados e corresponderam a 191 espécies, das quais 129 foram adicionadas às 93 citadas em listagens anteriores (Drechsler-Santos *et al.* 2008, 2009, 2010, Silveira 2010, Gibertoni *et al.* 2011, Baltazar *et al.* 2012, Drechsler-Santos *et al.* 2012a, b, Drechsler-Santos *et al.* 2013, Gibertoni *et al.* 2015, Gomes-Silva *et al.* 2015), totalizando até o momento 222 espécies registradas na Caatinga nordestina (Tabela 3).

Tabela 3 - Listagem das espécies de *Agaricomycetes* atualmente registradas no semiárido nordestino brasileiro. NT = Neste trabalho.

	<b>Espécie</b>	<b>Referencia</b>
1	<i>Abundisporus subflexibilis</i> (Berk. & M.A. Curtis) Parmasto	Drechsler-Santos <i>et al.</i> (2009)
2	<i>Aleurodiscus botryosus</i> Burt	NT
3	<i>Aleurodiscus cerussatus</i> (Bres.) Höhn. & Litsch.	NT
4	<i>Amauroderma camerarium</i> (Berk.) J.S. Furtado	Drechsler-Santos <i>et al.</i> (2009)
5	<i>Amauroderma exile</i> (Berk.) Torrend	NT
6	<i>Amauroderma partitum</i> (Berk.) Wakef.	Drechsler-Santos <i>et al.</i> (2013)
7	<i>Amauroderma praetervisum</i> (Pat.) Torrend	Drechsler-Santos <i>et al.</i> (2009)
8	<i>Amauroderma schomburgkii</i> (Mont. & Berk.) Torrend	NT
9	<i>Amauroderma sprucei</i> (Pat.) Torrend	Drechsler-Santos <i>et al.</i> (2013)
10	<i>Antrodiella hydrophila</i> (Berk. and M.A. Curtis) Ryvarden	Drechsler-Santos <i>et al.</i> (2013)
11	<i>Antrodiella murrillii</i> (Lloyd) Ryvarden	NT
12	<i>Antrodiella semissupina</i> (Berk. & M. A. Curtis) Ryvarden	NT
13	<i>Antrodiella versicutis</i> (Berk. & M.A. Curtis) Gilb. & Ryvarden	NT
14	<i>Asterostroma cervicolor</i> (Berk. & M.A. Curtis) Massee	NT
15	<i>Asterostroma muscicola</i> (Berk. & M.A. Curtis) Massee	NT
16	<i>Auricularia delicata</i> (Fr.) Henn.	Drechsler-Santos <i>et al.</i> (2009)
17	<i>Auricularia fuscossuccinea</i> (Mont.) Henn.	NT
18	<i>Auricularia mesenterica</i> (Dicks.) Pers.	Drechsler-Santos <i>et al.</i> (2009)
19	<i>Auricularia polytricha</i> (Mont.) Sacc.	Drechsler-Santos <i>et al.</i> (2013)
20	<i>Byssomerullius corium</i> (Pers.) Parmasto	NT
21	<i>Ceriporia alachuana</i> (Murrill) Hallenb.	NT
22	<i>Ceriporia dentipora</i> Ryvarden	NT
23	<i>Ceriporia spissa</i> (Schwein. ex Fr.) Rajchenb.	NT
24	<i>Cinereomyces dilutabilis</i> (Log.-Leite & J.E. Wright) Mietinen	NT



	Espécie	Referencia
25	<i>Coltricia fragilissima</i> (Mont.) Ryvarden	NT
26	<i>Coltricia hamata</i> (Romell) Ryvarden	NT
27	<i>Coltricia montagnei</i> (Fr.) Murrill	NT
28	<i>Crustodontia chrysocreas</i> (Berk. & M.A. Curtis) Hjortstam & Ryvarden	NT
29	<i>Cymatoderma caperatum</i> (Berk. & Mont.) D.A. Reid	Drechsler-Santos <i>et al.</i> (2009)
30	<i>Cymatoderma dendriticum</i> (Pers.) D.A. Reid	NT
31	<i>Dacryobolus sudans</i> (Alb. & Schwein.) Fr.	NT
32	<i>Daedalea aethalodes</i> (Mont.) Rajchenb.	Drechsler-Santos <i>et al.</i> (2012a)
33	<i>Daedalea ryvardenica</i> Drechsler-Santos & Robledo	Drechsler-Santos <i>et al.</i> (2012a)
34	<i>Datronia mollis</i> (Sommerf.) Donk	NT
35	<i>Datronia stereoides</i> (Fr.) Ryvarden	NT
36	<i>Datroniella minuta</i> Lira & Ryvarden	NT
37	<i>Dendrothele incrustans</i> (P.A. Lemke) P.A. Lemke	NT
38	<i>Dichochaete setosa</i> (Sw.) Parmasto	NT
39	<i>Diplomitoporus globisporus</i> Ryvarden	NT
40	<i>Diplomitoporus venezuelicus</i> Ryvarden & Iturr.	NT
41	<i>Earliella scabrosa</i> (Pers.) Gilb. & Ryvarden	Drechsler-Santos <i>et al.</i> (2009)
42	<i>Epithele macarangae</i> Boidin & Lanq.	NT
43	<i>Epithele nikau</i> G. Cunn.	NT
44	<i>Favolus tenuiculus</i> P. Beauv.	Drechsler-Santos <i>et al.</i> (2008)
45	<i>Fibrodontia brevidens</i> (Pat.) Hjortstam & Ryvarden	Gibertoni <i>et al.</i> (2015)
46	<i>Flabellophora parva</i> Corner	Drechsler-Santos <i>et al.</i> (2013)
47	<i>Flavodon flavus</i> (Klotzsch) Ryvarden	NT
48	<i>Fomes fasciatus</i> (Sw.) Cooke	Drechsler-Santos <i>et al.</i> (2008)
49	<i>Fomitiporia maxonii</i> Murrill	Drechsler-Santos <i>et al.</i> (2010)
50	<i>Fomitiporella piptadeniae</i> (Teixeira) Teixeira	Drechsler-Santos <i>et al.</i> (2009)
51	<i>Fomitoporella umbrinella</i> (Bres.) Murrill	Drechsler-Santos <i>et al.</i> (2009)
52	<i>Fomitopsis cupreorosea</i> (Berk.) J. Carranza & Gilb.	Gomes-Silva (2015)
53	<i>Fomitopsis feei</i> (Fr.) Kreisel	Gomes-Silva (2015)
54	<i>Fomitopsis nivosa</i> (Berk.) Gilb. & Ryvarden	Gomes-Silva (2015)
55	<i>Fulvifomes grenadensis</i> (Murrill) Murrill	Drechsler-Santos <i>et al.</i> (2010)
56	<i>Fulvifomes melleoporus</i> (Murrill) Baltazar & Gibertoni	Drechsler-Santos <i>et al.</i> (2010)
57	<i>Fulvifomes merrillii</i> (Murrill) Ryvarden	Drechsler-Santos <i>et al.</i> (2009)
58	<i>Funalia caperata</i> (Berk.) Zmitr. & V. Malysheva	Drechsler-Santos <i>et al.</i> (2009)
59	<i>Funalia floccosa</i> (Jungh.) Zmitr. & V. Malysheva	Drechsler-Santos <i>et al.</i> (2008)
60	<i>Fuscoporia callimorpha</i> (Lév.) Groposo, Log.-Leite & Góes-Neto	NT
61	<i>Fuscoporia contigua</i> (Pers.) G.Cunn.	NT
62	<i>Fuscoporia férrea</i> (Pers.) G.Cunn.	Baltazar <i>et al.</i> (2012)
63	<i>Fuscoporia gilva</i> (Schwein.) T. Wagner & M. Fisch	Drechsler-Santos <i>et al.</i> (2009)
64	<i>Fuscoporia paracallimorpha</i> Lima-Júnior, Lira and Gibertoni	NT
65	<i>Fuscoporia wahlbergii</i> (Fr.) T. Wagner & M. Fisch.	NT
66	<i>Ganoderma australe</i> (Fr.) Pat.	Drechsler-Santos <i>et al.</i> (2008)

	Espécie	Referência
67	<i>Ganoderma chaliceum</i> (Cooke) Steyaert	Baltazar <i>et al.</i> (2012)
68	<i>Ganoderma elegantum</i> Ryvarden	Drechsler-Santos <i>et al.</i> (2009)
69	<i>Ganoderma multiplicatum</i> (Mont.) Pat.	NT
70	<i>Ganoderma orbiforme</i> (Fr.) Ryvarden	NT
71	<i>Ganoderma perzonatum</i> Murrill	NT
72	<i>Ganoderma resinaceum</i> Boud.	Drechsler-Santos <i>et al.</i> (2013)
73	<i>Ganoderma stipitatum</i> (Murrill) Murrill	Drechsler-Santos <i>et al.</i> (2008)
74	<i>Gloeocystidiopsis flammea</i> (Boidin) Jülich	NT
75	<i>Gloeodontia discolor</i> (Berk. & M.A. Curtis) Boidin	NT
76	<i>Gloeopeniophorella laxa</i> (Sheng H. Wu) Boidin, Lanq. & Gilles	NT
77	<i>Gloeophyllum carbonarium</i> (Berk. & M.A. Curtis) Ryvarden	Drechsler-Santos <i>et al.</i> (2009)
78	<i>Gloeophyllum striatum</i> (Sw.) Murrill	Drechsler-Santos <i>et al.</i> (2008)
79	<i>Gloeoporus dichrous</i> (Fr.) Bres.	NT
80	<i>Gloiothele globosa</i> Sheng H. Wu	NT
81	<i>Gloiothele lactescens</i> (Berk.) Hjortstam	NT
82	<i>Grammothele cf. fuligo</i> (Berk. & Broome) Ryvarden	Baltazar <i>et al.</i> (2012)
83	<i>Grammothele lineata</i> Berk. & M.A. Curtis	NT
84	<i>Grammothele subargentea</i> (Speg.) Rajchenb.	NT
85	<i>Hexagonia capillacea</i> Pat.	NT
86	<i>Hexagonia hydroides</i> (Sw.) M. Fidalgo	Drechsler-Santos <i>et al.</i> (2009)
87	<i>Hexagonia variegata</i> Berk.	Drechsler-Santos <i>et al.</i> (2013)
88	<i>Hjortstamia amethystea</i> (Hjortstam & Ryvarden) Boidin & Gilles	NT
88	<i>Hjortstamia crassa</i> (Lév.) Boidin & Gilles	NT
90	<i>Hjortstamia papyrina</i> (Mont.) Boidin & Gilles	NT
91	<i>Hornodermoporus martius</i> (Berk.) Teixeira	NT
92	<i>Humphreya coffeata</i> (Berk.) Steyaert	NT
93	<i>Hymenochaete damicornis</i> (Link) Lév.	NT
94	<i>Hymenochaete iodina</i> (Mont.) Baltazar & Gibertoni	NT
95	<i>Hymenochaete luteobadia</i> (Fr.) Höhn. & Litsch	Drechsler-Santos <i>et al.</i> (2009)
96	<i>Hymenochaete pinnatifida</i> Burt.	NT
97	<i>Hymenochaete rheicolor</i> (Mont.) Lév.	Drechsler-Santos <i>et al.</i> (2009)
98	<i>Hyphoderma transiens</i> (Bres.) Parmasto	NT
99	<i>Hyphodontia crustosa</i> (Pers.) J. Erikss.	NT
100	<i>Hyphodontia crustosoglobosa</i> Hallenb. & Hjortstam	NT
101	<i>Hyphodontia sambuci</i> (Pers.) J. Erikss.	NT
102	<i>Hypochnicium subrigescens</i> Boidin	NT
103	<i>Inonotus calcitratus</i> (Berk. & M.A. Curtis) Gomes-Silva & Gibertoni	NT
104	<i>Inonotus dentatus</i> Ryvarden	NT
105	<i>Inonotus linteus</i> (Berk. & M.A. Curtis) Teixeira	Drechsler-Santos <i>et al.</i> (2010)
106	<i>Inonotus luteoumbrinus</i> (Romell) Ryvarden	Gibertoni <i>et al.</i> (2015)
107	<i>Inonotus patouillardii</i> (Rick) Imazeki	Gibertoni <i>et al.</i> (2015)
108	<i>Inonotus portoricensis</i> (Overh.) Baltazar & Gibertoni	Baltazar <i>et al.</i> (2012)

	Espécie	Referência
109	<i>Inonotus rickii</i> (Pat.) D.A. Reid	Gibertoni <i>et al.</i> (2015)
110	<i>Inonotus splitbergeri</i> (Mont) Ryvarden	NT
111	<i>Irpex lacteus</i> (Fr.) Fr.	NT
112	<i>Junghuhnia carneola</i> (Bres.) Rajchenb.	NT
113	<i>Junghuhnia globospora</i> Iturriaga & Ryvarden	NT
114	<i>Kneiffiella barba-jovis</i> (Bull.) P. Karst.	NT
115	<i>Laetiporus sulphureus</i> (Bull.:Fr.) Murrill	Baltazar <i>et al.</i> (2012)
116	<i>Laxitextum bicolor</i> (Bull.:Fr.) Murrill	NT
117	<i>Lentinus amburanus</i> Drechsler-Santos, Wartchow & Coimbra	Drechsler-Santos <i>et al.</i> (2009)
118	<i>Lentinus berteroi</i> (Fr.) Fr.	Drechsler-Santos <i>et al.</i> (2012b)
119	<i>Lentinus crinitus</i> (L.) Fr.	Drechsler-Santos <i>et al.</i> (2009)
120	<i>Lentinus fasciatus</i> Berk.	Drechsler-Santos <i>et al.</i> (2012b)
121	<i>Lentinus swartzii</i> Berk.	Drechsler-Santos <i>et al.</i> (2012b)
122	<i>Lentinus velutinus</i> Fr.	Drechsler-Santos <i>et al.</i> (2012b)
123	<i>Lenzites elegans</i> (Spreng.) Pat.	Drechsler-Santos <i>et al.</i> (2009)
124	<i>Lenzites stereoides</i> (Fr.) Ryvarden	NT
125	<i>Licostroma subgiganteum</i> (Berk.) P.A. Lemke	NT
126	<i>Litschaeurella clematitis</i> (Bourdot & Galzin) J. Erikss. & Ryvarden	NT
127	<i>Loweporus tephroporus</i> (Mont.) Ryvarden	
128	<i>Megalocystidium chelidonium</i> (Pat.) Boidin	NT
129	<i>Megalocystidium luteocystidium</i> (P.H.B. Talbot) Sheng H. Wu	NT
130	<i>Megasporoporia cavernulosa</i> (Berk.) Ryvarden	Drechsler-Santos <i>et al.</i> (2013)
131	<i>Megasporoporia setulosa</i> (Henn.) Rajchenb.	NT
132	<i>Megasporoporiella amazonica</i> Gomes-Silva, Ryvarden & Gibertoni Lira & Gibertoni	NT
133	<i>Megasporoporiella anoectopora</i> (Berk. & M.A.Curtis) Lira & Gibertoni	NT
134	<i>Megasporoporiella variabilicolor</i> Lira & Gibertoni	NT
135	<i>Microporellus obovatus</i> (Jungh.) Ryvarden	NT
136	<i>Mycoaciella badia</i> (Pat.) Hjortstam & Ryvarden	NT
137	<i>Mycobonia flava</i> (Sw.: Fr.) Pat.	NT
138	<i>Navisporus sulcatus</i> (Lloyd) Ryvarden	NT
139	<i>Navisporus terrestris</i> Gibertoni & Ryvarden	Drechsler-Santos <i>et al.</i> (2007)
140	<i>Nigroporus vinosus</i> (Berk.) Murrill	NT
141	<i>Pachykytospora alabamae</i> (Berk. & Cooke) Ryvarden	NT
142	<i>Pachykytospora papyraceae</i> (Cooke) Ryvarden	NT
143	<i>Panus parvus</i> Drechsler-Santos and Wartchow	Drechsler-Santos <i>et al.</i> (2012b)
144	<i>Panus tephroleucus</i> (Mont.) T.W. May & A.E. Wood	Drechsler-Santos <i>et al.</i> (2012b)
145	<i>Peniophora albobadia</i> (Schwein.) Boidin	NT
146	<i>Peniophorella praetermissa</i> (P. Karst.) K.H. Larss.	NT
147	<i>Peniophorella rudis</i> (Bres.) K.H. Larss	NT
148	<i>Perenniporia aurantiaca</i> (A. David & Rajchenb.)	Drechsler-Santos <i>et al.</i> (2013)
149	<i>Perenniporia centrali-africana</i> Decock & Mossebo	NT

<b>Espécie</b>	<b>Referência</b>
150 <i>Perenniporia stipitata</i> Ryvarden	NT
151 <i>Phanerochaete australis</i> Jülich	NT
152 <i>Phanerochaete exilis</i> (Burt) Burds.	NT
153 <i>Phanerochaete hiulca</i> (Burt) A.L. Welden	NT
154 <i>Phellinus apiahynus</i> (Speg.) Rajchenb. & J.E. Wright	Gibertoni <i>et al.</i> (2015)
155 <i>Phellinus baccharidis</i> (Pat.) Pat.	Drechsler-Santos <i>et al.</i> (2009)
156 <i>Phellinus caryophylleus</i> (Cooke) Ryvarden	NT
157 <i>Phellinus chryseus</i> (Lév.) Ryvarden	Baltazar <i>et al.</i> (2012)
158 <i>Phellinus dependens</i> (Murrill) Imazeki	Gibertoni <i>et al.</i> (2015)
159 <i>Phellinus extensus</i> (Lév.) Pat.	Drechsler-Santos <i>et al.</i> (2009)
160 <i>Phellinus fastuosus</i> (Lév.) Ryvarden	NT
161 <i>Phellinus rhytiphloeus</i> (Mont.) Ryvarden	Drechsler-Santos <i>et al.</i> (2010)
162 <i>Phellinus rimosus</i> (Berk.) Pilát	Drechsler-Santos <i>et al.</i> (2010)
163 <i>Phellinus shaferi</i> (Murrill) Ryvarden	Drechsler-Santos <i>et al.</i> (2013)
164 <i>Phlebia ochraceofulva</i> (Vourd. & Galz.)	NT
165 <i>Phlebiopsis flavidoalba</i> (Cooke) Hjortstam	NT
166 <i>Phlebiopsis ravenellii</i> (Cooke) Hjortstam	NT
167 <i>Phlyctibasidium polyporoideum</i> (Berk. & M.A. Curtis) Jülich	NT
168 <i>Phylloporia chrystita</i> (Berk.) Ryvarden	Drechsler-Santos <i>et al.</i> (2008)
169 <i>Phylloporia fruticum</i> (Berk. & M.A. Curtis) Ryvarden	NT
170 <i>Phylloporia spathulata</i> (Hook.) Ryvarden	Baltazar <i>et al.</i> (2012)
171 <i>Polyporus dictyopus</i> Mont.	Drechsler-Santos <i>et al.</i> (2009)
172 <i>Polyporus grammocephalus</i> Berk.	Drechsler-Santos <i>et al.</i> (2009)
173 <i>Polyporus ianthinus</i> Gibertoni & Ryvarden	Drechsler-Santos <i>et al.</i> (2013)
174 <i>Polyporus leprieurii</i> Mont.	NT
175 <i>Polyporus philippinensis</i> Berk.	NT
176 <i>Polyporus puttemansii</i> Henn.	NT
177 <i>Polyporus tricholoma</i> Mont.	NT
178 <i>Pycnoporus sanguineus</i> (L.) Murrill	Drechsler-Santos <i>et al.</i> (2008)
179 <i>Rigidoporus lineatus</i> (Pers.) Ryvarden	Drechsler-Santos <i>et al.</i> (2013)
180 <i>Rigidoporus microporus</i> (Sw.) Overeem	Drechsler-Santos <i>et al.</i> (2009)
181 <i>Rigidoporus ulmarius</i> (Sowerby) Imazeki	Drechsler-Santos <i>et al.</i> (2013)
182 <i>Rigidoporus vinctus</i> (Berk.) Ryvarden	NT
183 <i>Schizopora flavipora</i> (Berk. & M.A. Curtis ex Cooke)	Baltazar <i>et al.</i> (2012)
184 <i>Schizopora paradoxa</i> (Schrad.) Donk	NT
185 <i>Scytinostroma duriusculum</i> (Berk. & Broome) Donk	NT
186 <i>Scytinostroma portentosum</i> (Berk. & M.A. Curtis) Donk	NT
187 <i>Serpula costaricensis</i> M. Mata & Ryvarden	NT
188 <i>Serpula similis</i> (Berk. & Broome) Ginns	NT
189 <i>Sidera lenis</i> (P. Karst.) Miettinen	NT
190 <i>Sidera vulgaris</i> (Fr.) Miettinen	NT
191 <i>Skvortzovia furfurella</i> (Bres.) Bononi & Hjortstam	NT

192	<i>Stecchericum seriatum</i> (Lloyd) Maas Geest.	NT
<b>Espécie</b>		<b>Referencia</b>
193	<i>Steccherinum reniforme</i> (Berk. & M.A. Curtis) Banker	Drechsler-Santos <i>et al.</i> (2013)
194	<i>Stereum ostrea</i> (Blume & T. Nees) Fr.	Drechsler-Santos <i>et al.</i> (2008)
195	<i>Subulicystidium longisporum</i> (Pat.) Parmasto	NT
196	<i>Tinctoporellus epimiltinus</i> (Berk. & Broome) Ryvarden	Baltazar <i>et al.</i> (2012)
197	<i>Trametes lactinea</i> (Berk.) Sacc.	Baltazar <i>et al.</i> (2012)
198	<i>Trametes membranacea</i> (Sw.) Kreisel	NT
199	<i>Trametes modesta</i> (Kunze ex Fr.) Ryvarden	NT
200	<i>Trametes ochroflava</i> Cooke	NT
201	<i>Trametes pavonia</i> (Berk.) Fr.	NT
202	<i>Trametes supermodesta</i> Ryvarden & Iturr.	NT
203	<i>Trametes versicolor</i> (L.) Lloyd	Drechsler-Santos <i>et al.</i> (2009)
204	<i>Trametes villosa</i> (Sw.) Kreisel	NT
205	<i>Trechispora nivea</i> (Pers.) K.H.Larss.	NT
206	<i>Trechispora thelephora</i> (Lév.) Ryvarden	NT
207	<i>Trichaptum biforme</i> (Fr.) Ryvarden	Drechsler-Santos <i>et al.</i> (2008)
208	<i>Trichaptum byssogenum</i> (Jungh.) Ryvarden	NT
209	<i>Trichaptum deviatum</i> Ryvarden	NT
210	<i>Trichaptum durum</i> (Jungh.) Corner	Gibertoni <i>et al.</i> (2011)
211	<i>Trichaptum fumosoavellanea</i> (Romell) Rajchenb. & Bianchin.	NT
212	<i>Trichaptum griseofuscens</i> Ryvarden & Iturr.	Gibertoni <i>et al.</i> (2011)
213	<i>Trichaptum perrottetii</i> (Lév.) Ryvarden	Gibertoni <i>et al.</i> (2011)
214	<i>Trichaptum sector</i> (Ehrenb.) Kreisel	NT
215	<i>Truncospora detrita</i> (Berk.) Decock	NT
216	<i>Truncospora ochroleuca</i> (Berk.) Pilát	Baltazar <i>et al.</i> (2012)
217	<i>Tubulicium capitatum</i> (D.P. Rogers & Boquiren) Burds. & Nakason	NT
218	<i>Tubulicrinis gracillimus</i> (Ellis & Everh. ex D.P. Rogers & H.S. Jacks.) G. Cunn.	NT
219	<i>Tyromyces duracinus</i> (Pat.) Murrill	NT
220	<i>Tyromyces leucomallus</i> (Berk. & M.A. Curtis) Murrill	Drechsler-Santos <i>et al.</i> (2009)
221	<i>Vararia cf dussii</i> Boidin & Lanq.	NT
222	<i>Wrightoporia avellanea</i> (Bres.) Pouzar	NT

Fonte: Lira, 2016.

As 191 espécies identificadas neste trabalho estão distribuídas em 90 gêneros, 20 famílias e seis ordens (*sensu* [www.indexfungorum.org](http://www.indexfungorum.org) e [www.mycobank.org](http://www.mycobank.org)). Dentre elas, 58 representam novos registros para o semiárido brasileiro, 48 para o semiárido e para o Nordeste simultaneamente, 13 para o Brasil, uma para a América do Sul, nove para os Neotrópicos e três para a ciência (Tabela 4), ampliando o conhecimento sobre a distribuição geográfica das espécies dentro da Caatinga nordestina e de outras áreas de grande relevância (Brasil, América do Sul, Neotrópicos e ciência).

Tabela 4 - Ordens, famílias e espécies de *Agaricomycetes* poróides, corticióides e *Auricularia*, indicando as novas ocorrências para os estados sob o domínio da Caatinga (BA = Bahia, CE = Ceará, PB = Paraíba, PE = Pernambuco, PI = Piauí, RN = Rio Grande do Norte), para o semiárido brasileiro (SA), para o Brasil (BR), para a América do Sul (AmS), para os Neotrópicos (Neo) e para a Ciência (CI), bem como os estados de coletas e referência da descrição da espécie. NT = Neste Trabalho.

	Ordens, Famílias e Espécies	Novas ocorrências	Estado de coleta (Voucher)	Descrição
	<b><i>Auriculariales</i> J. Schröt.</b>			
	<b><i>Auriculariaceae</i> Fr.</b>			
1	<i>Auricularia fuscosuccinea</i> (Mont.) Henn.	SA	PB (URM 84766)	Lowy (1952), Teixeira (1945)
2	<i>Auricularia mesenterica</i> (Dicks.) Pers.	-	BA (URM 83482), CE (URM 84563), PI (URM 83469)	Lowy (1952)
3	<i>Auricularia polytricha</i> (Mont.) Sacc.	-	BA (URM 83465), CE (URM 84565), PB (URM 83464), PE (URM 83954), PI (URM 83467)	Lowy (1952)
	<b><i>Boletales</i> E. J. Gilbert</b>			
	<b><i>Serpulaceae</i> Jarosch &amp; Bresinsky</b>			
4	<i>Serpula costaricensis</i> M. Mata & Ryvarden	AmS	PE (URM 87839)	Mata & Ryvarden (2007)
5	<i>Serpula similis</i> (Berk. & Broome) Ginns	Neo.	CE (URM 87773)	Ginns (1971)
	<b><i>Corticiales</i> K.H. Larss.</b>			
	<b><i>Corticaceae</i> Herter</b>			
6	<i>Dendrothele incrustans</i> (P.A. Lemke) P.A. Lemke	NE e AS	PB (URM 87709)	Rodrigues & Guerrero (2012)
7	<i>Licrostroma subgiganteum</i> (Berk.) P.A. Lemke	NE e AS	PI (URM 83382)	Lemke (1964)
	<b><i>Hymenochaetales</i> Oberw.</b>			
	<b><i>Hymenochaetaceae</i> Imazeki &amp; Toki</b>			
8	<i>Coltricia fragilissima</i> (Mont.) Ryvarden	BR	PI (URM 85063)	Ryvarden (2004)
9	<i>Coltricia hamata</i> (Romell) Ryvarden	NE e AS	PB (URM 86020)	Ryvarden (2004)
10	<i>Coltricia montagnei</i> (Fr.) Murrill	NE e AS	PI (URM 83828)	Ryvarden <i>et al.</i> (1993)
11	<i>Dichochaete setosa</i> (Sw.) Parmasto	AS	PB (URM 86072)	Parmasto (2000)
12	<i>Fomitiporella piptadeniae</i> (Teixeira) Teixeira	-	BA (URM 83163), CE (URM 83206), PE (URM 83826), PI (URM 83189)	Ryvarden (2004)

Ordens, Famílias e Espécies		Novas ocorrências	Estado de coleta (Voucher)	Descrição
<b><i>Hymenochaetales</i> Oberw.</b>				
<b><i>Hymenochaetaceae</i> Imazeki &amp; Toki</b>				
13	<i>Fomitiporella umbrinella</i> (Bres.) Murrill	-	PB (URM 86468), PI (URM 83993)	Dai (2010)
14	<i>Fomitiporia maxonii</i> Murrill	-	PI (URM 83979)	Ryvarden (2004)
15	<i>Fulvifomes grenadensis</i> (Murrill) Murrill	-	PE (URM 86494)	Ryvarden (2004)
16	<i>Fulvifomes melleoporus</i> (Murrill) Baltazar & Gibertoni	-	CE (URM 84128), PB (URM 85649), PI (URM 83610)	Ryvarden (2004)
17	<i>Fuscoporia callimorpha</i> (Lév.) Groposo, Log.-Leite & Góes-Neto	NE e AS	BA (URM 83624), PB (URM 86091), PE (URM 86092)	Groposo <i>et al.</i> (2007)
18	<i>Fuscoporia contigua</i> (Pers.) G.Cunn.	AS	BA (URM 83164)	Ryvarden (2004)
19	<i>Fuscoporia ferrea</i> (Pers.) G.Cunn.	AS	CE (URM 83970)	Ryvarden (2004)
20	<i>Fuscoporia gilva</i> (Schwein.) T. Wagner & M. Fisch	-	BA (URM 83624), PB (URM 84548), PE (URM 85637), PI (URM 85071)	Ryvarden (2004)
21	<i>Fuscoporia paracallimorpha</i> Lima-Júnior, Lira and Gibertoni	CI	BA (URM 83624), CE (URM 83798), PE (URM 82510), PI (URM 83926)	Apêndice 3
22	<i>Fuscoporia wahlbergii</i> (Fr.) T. Wagner & M. Fisch.	AS	BA (URM 83937)	Ryvarden (2004)
23	<i>Fuscoporia undulata</i> (Murrill) Bondartseva & S. Herrera	AS	PB (URM 86086)	Ryvarden (2004)
24	<i>Hymenochaete damicornis</i> (Link) Lév.	AS	BA (URM 83356), CE (URM 83355), PB (URM 83693), PI (URM 84094)	Parmasto (2001)
25	<i>Hymenochaete iodina</i> (Mont.) Baltazar & Gibertoni	AS	BA (URM 84117)	Ryvarden (2004)
26	<i>Hymenochaete luteobadia</i> (Fr.) Höhn. & Litsch	AS	BA (URM 83834), PI (URM 83190)	Parmasto (2001)
27	<i>Hymenochaete pinnatifida</i> Burt	AS	PI (URM 83426)	Parmasto (2001)
28	<i>Hymenochaete rheicolor</i> (Mont.) Lév.	-	CE (URM 86057)	Parmasto (2001)
29	<i>Inonotus calcitratus</i> (Berk. & M.A. Curtis) Gomes-Silva & Gibertoni	-	CE (URM 84511), PB (URM 85604), PE (URM 86478)	Ryvarden (2004)
30	<i>Inonotus dentatus</i> Ryvarden	NE e AS	CE (URM 84537)	Ryvarden (2004)
31	<i>Inonotus iodinus</i> (Mont.) G. Cunn.	AS	BA (URM 84118)	Ryvarden (2004)
32	<i>Inonotus luteoumbrinus</i> (Romell) Ryvarden	PB	PB (URM 88307)	Ryvarden (2004)

Ordens, Famílias e Espécies		Novas ocorrências	Estado de coleta (Voucher)	Descrição
<b>Hymenochaetales Oberw.</b>				
<b>Hymenochaetaceae Imazeki &amp; Toki</b>				
33	<i>Inonotus splitbergeri</i> (Mont) Ryvarden	AS	PI (URM 85683)	Ryvarden & Johansen (1980)
34	<i>Phellinus apiahynus</i> (Speg.) Rajchenb. & J.E. Wright	PI	PI (URM 85031)	Ryvarden (2004)
35	<i>Phellinus baccharidis</i> (Pat.) Pat.	PI	CE (URM 85037), PB (URM 86475), PE (URM 84510), PI (URM 83654)	Ryvarden (2004)
36	<i>Phellinus caryophylleus</i> (Cooke) Ryvarden	NE	PB (URM URM 83958)	Ryvarden (2004)
37	<i>Phellinus chryseus</i> (Lév.) Ryvarden	PI e AS	PI (URM URM 86088)	Ryvarden (2004)
38	<i>Phellinus fastuosus</i> (Lév.) Ryvarden	AS	CE (URM 85057), PI (URM 83827)	Ryvarden (2004)
39	<i>Phellinus rimosus</i> (Berk.) Pilát	-	BA (URM 83087), PB (URM 83833), PE (URM 83940), PI (URM 83844), RN (URM 85667)	Ryvarden (2004)
40	<i>Phellinus shaferi</i> (Murrill) Ryvarden	PI	PI (URM 83993)	Ryvarden (2004)
41	<i>Phylloporia chrystita</i> (Berk.) Ryvarden	PI e CE	CE (URM 84521), PB (URM 86499), PE URM 86311, PI (URM 85045)	Núñez & Ryvarden (2000)
42	<i>Phylloporia fruticum</i> (Berk. & M.A. Curtis) Ryvarden	NE	CE (URM 88304), PB (URM 86470)	Ryvarden & Johansen (1980)
43	<i>Phylloporia spathulata</i> (Hook.) Ryvarden	PI e AS	BA (URM 83212), PI (URM 84151)	Núñez & Ryvarden (2000)
<b>Rickenellaceae Vizzini</b>				
44	<i>Peniophorella praetermissa</i> (P. Karst.) K.H. Larss.	NE e AS	CE (URM 87747), PB (URM 87748)	Larsson (2007)
45	<i>Peniophorella rudis</i> (Bres.) K.H. Larss	NE e AS	PB (URM 84749), PI (URM 85670)	Larsson (2007)
46	<i>Sidera lenis</i> (P. Karst.) Miettinen	NE e AS	BA (URM 87941)	Miettinen & Larsson (2011)
47	<i>Sidera vulgaris</i> (Fr.) Miettinen	BR	PB (URM 87774)	Miettinen & Larsson (2011)
48	<i>Skvortzovia furfurella</i> (Bres.) Bononi & Hjortstam	BR	PB (URM 87775)	Maekawa (1993)
<b>Schizoporaceae Jülich</b>				
49	<i>Hyphodontia crustosa</i> (Pers.) J. Erikss.	NE e AS	PB (URM 87728)	Maekawa (1994)
50	<i>Hyphodontia crustosoglobosa</i> Hallenb. & Hjortstam	BR	PE (URM 85619)	Hallenberg & Hjortstam (1996)
51	<i>Hyphodontia sambuci</i> (Pers.) J. Erikss.	NE e AS	CE (URM 84747)	Maekawa (1994)



Ordens, Famílias e Espécies		Novas ocorrências	Estado de coleta (Voucher)	Descrição
<b>Hymenochaetales Oberw.</b>				
<b>Schizoporaceae Jülich</b>				
52	<i>Kneiffiella barba-jovis</i> (Bull.) P. Karst.	NE e AS	PI (URM 84754)	Bernicchia & Gorjón (2010)
53	<i>Schizopora flavipora</i> (Berk. & M.A. Curtis ex Cooke)	AS	CE (URM 83966), PB (URM 85627), PE (URM 86081)	Ryvarden & Gilbertson (1994)
54	<i>Schizopora paradoxa</i> (Schrad.) Donk	AS	CE (URM 84079), PB (URM 85656), PE (URM 84131)	Ryvarden & Johansen (1980)
<b>Tubulicrinaceae Jülich</b>				
55	<i>Tubulicrinis gracillimus</i> (Ellis & Everh. ex D.P. Rogers & H.S. Jacks.) G. Cunn.	Neo.	CE (URM 87843)	Hjortstam <i>et al.</i> (1988)
<b>Polyporales Gäum.</b>				
<b>Fomitopsidaceae Jülich</b>				
56	<i>Dacryobolus sudans</i> (Alb. & Schwein.) Fr.	NE e AS	PB (URM 87708)	Bernicchia & Gorjón (2010)
57	<i>Daedalea aethalodes</i> (Mont.) Rajchenb.	PI	PE (URM 85584), PI (URM 83622)	Rajchenberg (1986)
58	<i>Daedalea ryvardenica</i> Drechsler-Santos & Robledo	PI	PB (URM 85105), PI (URM 84148)	Drechsler-Santos <i>et al.</i> (2012)
59	<i>Fomitopsis cupreorosea</i> (Berk.) J. Carranza & Gilb.	PB e AS	PB (URM 87718)	Carranza-Morse & Gilbertson (1986)
60	<i>Fomitopsis feei</i> (Fr.) Kreisel	AS	BA (URM 84074)	Núñez & Ryvarden (2001)
61	<i>Fomitopsis nivosa</i> (Berk.) Gilb. & Ryvarden	PI	PI (URM 83692)	Buchanan & Hood (1992)
<b>Ganodermataceae Donk.</b>				
62	<i>Amauroderma exile</i> (Berk.) Torrend	CE, PB e AS	CE (URM 83830), PB (URM 86038)	Ryvarden (2004)
63	<i>Amauroderma partitum</i> (Berk.) Wakef.	-	PB (URM 85092)	Ryvarden (2004)
64	<i>Amauroderma praetervisum</i> (Pat.) Torrend	CE	CE (URM 83823), PB (URM 84134)	Ryvarden (2004)
65	<i>Amauroderma schomburgkii</i> (Mont. & Berk.) Torrend	PB e AS	PB (URM 83824)	Ryvarden (2004)
66	<i>Ganoderma australe</i> (Fr.) Pat.	-	BA (URM 83165)	Ryvarden (2004)
67	<i>Ganoderma multiplicatum</i> (Mont.) Pat.	PB e AS	PB (URM 84129)	Ryvarden (2004)
68	<i>Ganoderma orbiforme</i> (Fr.) Ryvarden	NE e AS	CE (URM 84130), PB (URM 84735)	Ryvarden (2004)

Ordens, Famílias e Espécies		Novas ocorrências	Estado de coleta (Voucher)	Descrição
<b>Polyporales Gäum.</b>				
<b>Ganodermataceae Donk.</b>				
69	<i>Ganoderma perzonatum</i> Murrill	NE e AS	RN (URM 85096)	Ryvarden (2004)
70	<i>Ganoderma resinaceum</i> Boud.	-	PE (URM 84136)	Ryvarden (2004)
71	<i>Ganoderma stipitatum</i> (Murrill) Murrill	CE	BA (URM 87786), CE (URM 83092)	Ryvarden (2004)
72	<i>Humphreya coffeata</i> (Berk.) Steyaert	-	PE (URM 82552)	Ryvarden (2004)
<b>Meripilaceae Jülich</b>				
73	<i>Hypochnicium subrigescens</i> Boidin	PB e AS	PB (URM 84742)	Kotiranta & Saarenoksa (1990)
74	<i>Rigidoporus lineatus</i> (Pers.) Ryvarden	-	CE (URM 85646), PB (URM 86507)	Ryvarden & Johansen (1980)
75	<i>Rigidoporus microporus</i> (Sw.) Overeem	CE	CE (URM 86073)	Ryvarden & Johansen (1980)
76	<i>Rigidoporus ulmarius</i> (Sowerby) Imazeki	CE	CE (URM 83803)	Ryvarden & Johansen (1980)
77	<i>Rigidoporus vinctus</i> (Berk.) Ryvarden	CE e AS	CE (URM 83986)	Ryvarden & Johansen (1980)
<b>Meruliaceae Rea</b>				
78	<i>Ceriporia alachuana</i> (Murrill) Hallenb.	BR	PE (URM 86093)	Ryvarden & Gilbertson (1993)
79	<i>Ceriporia dentipora</i> Ryvarden	BR	CE (URM 84078)	Læssøe & Ryvarden (2010)
80	<i>Ceriporia spissa</i> (Schwein. ex Fr.) Rajchenb.	NE e AS	CE (URM 83381)	Coelho <i>et al.</i> (2005)
81	<i>Crustodontia chrysocreas</i> (Berk. & M.A. Curtis) Hjortstam & Ryvarden	NE e AS	PI (URM 85620)	Yurchenko & Kotiranta (2011)
82	<i>Cymatoderma dendriticum</i> (Pers.) D.A. Reid	CE e AS	CE (URM 83075)	Reid (1965)
83	<i>Flaviporus hydrophilus</i> (Berk. & M.A. Curtis) Ginns	PB	PB (URM 84116)	Borba-Silva <i>et al.</i> (2013)
84	<i>Flavodon flavus</i> (Klotzsch) Ryvarden	CE	CE (URM 83929), PE (URM 86508)	Ryvarden & Johansen (1980)
85	<i>Gloeoporus dichrous</i> (Fr.) Bres.	CE	CE (URM 84100), PE (URM 87887)	Ryvarden & Gilbertson (1993)
86	<i>Hyphoderma transiens</i> (Bres.) Parmasto	NE e AS	PE (URM 87727)	Yurchenko & Kotiranta (2011)
87	<i>Mycoaciella badia</i> (Pat.) Hjortstam & Ryvarden	CE e AS	CE (URM 84748)	Nakasone (2002)
88	<i>Phlebia ochraceofulva</i> (Vourd. & Galz.)	Neo.	PE (URM 85650)	Eriksson <i>et al.</i> (1981)

Ordens, Famílias e Espécies	Novas ocorrências	Estado de coleta (Voucher)	Descrição	
<b>Polyporales Gäum.</b>				
<b>Phanerochaetaceae Jülich</b>				
89	<i>Antrodiella murrillii</i> (Lloyd) Ryvarden	NE e AS	PB (URM 83956)	Ryvarden (1990)
90	<i>Antrodiella semisupina</i> (Berk. & M. A. Curtis) Ryv.	CE e AS	CE (URM 86079)	Ryvarden & Johansen (1980)
91	<i>Antrodiella versicutis</i> (Berk. & M.A.Curtis) Gilb. & Ryvarden	CE e AS	CE (URM 86076), PB (URM 83945)	Gibertson & Ryvarden (1986)
92	<i>Byssomerulius corium</i> (Pers.) Parmasto	NE e AS	CE (URM 83385)	Bernicchia & Gorjón (2010)
93	<i>Hjortstamia amethystea</i> (Hjortstam & Ryvarden) Boidin & Gilles	CE	CE (URM 84741), PI (URM 83377)	Boidin & Gilles (2002)
94	<i>Hjortstamia crassa</i> (Lév.) Boidin & Gilles	NE e AS	PI (URM 85616), RN (URM 85618)	Bernicchia & Gorjón (2010)
95	<i>Hjortstamia papyrina</i> (Mont.) Boidin & Gilles	NE e AS	PB (URM 85651)	Boidin & Gilles (2002)
96	<i>Irpex lacteus</i> (Fr.) Fr.	CE e AS	CE (URM 83384)	Nakasone (1990)
97	<i>Junghuhnia carneola</i> (Bres.) Rajchenb.	AS	PB (URM 87729)	Westphalen <i>et al.</i> (2012)
98	<i>Junghuhnia globospora</i> Iturriaga & Ryvarden	BR	PB (URM 87963)	Apêndice 2
99	<i>Phanerochaete australis</i> Jülich	NE e AS	CE, (URM 85752), PB (URM 85750), PE (URM 87750)	Gilbertson & Adaskaveg (1993)
100	<i>Phanerochaete exilis</i> (Burt) Burds.	NE e AS	PB (URM 87752), PE (URM 87753)	Burdsall (1985)
101	<i>Phanerochaete hiulca</i> (Burt) A.L. Welden	AS	CE (URM 87754), PB (URM 87757)	Burdsall (1985)
102	<i>Phlebiopsis flavidoalba</i> (Cooke) Hjortstam	NE e SA	PB (URM 87759), PE (URM 87758)	Ryvarden <i>et al.</i> (2005)
103	<i>Phlebiopsis ravenelii</i> (Cooke) Hjortstam	SA	PE (84740)	Bernicchia & Gorjón (2010)
<b>Polyporaceae Fr.</b>				
104	<i>Cinereomyces dilutabilis</i> (Log.-Leite & J.E. Wright) Miettinen	NE e SA	CE (URM 83170)	Miettinen (2012)
105	<i>Datronia mollis</i> (Sommerf.) Donk	BA e SA	BA (URM 83109)	Ryvarden & Gilbertson (1993)
106	<i>Datronia stereoides</i> (Fr.) Ryvarden	CE e PI	BA (URM 83287), CE (URM 83287), PI (URM 83288)	Ryvarden & Gilbertson (1993)
107	<i>Datroniella minuta</i> Lira & Ryvarden	CI	CE (URM 87858)	NT
108	<i>Diplomitoporus globisporus</i> Ryvarden	NE e SA	BA (URM 87863), CE (URM 87864)	Baltazar <i>et al.</i> (2014)

Ordens, Famílias e Espécies		Novas ocorrências	Estado de coleta (Voucher)	Descrição
<b>Polyporales Gäum.</b>				
<b>Polyporaceae Fr.</b>				
109	<i>Diplomitoporus stramineus</i> Ryvarden & Iturr.	BR	CE (URM 87715)	Ryvarden & Iturriaga (2003)
110	<i>Diplomitoporus venezuelicus</i> Ryvarden & Iturr.	SA	PE (URM 83059)	Ryvarden & Iturriaga (2003)
111	<i>Earliella scabrosa</i> (Pers.) Gilb. & Ryvarden	-	PE (URM 85110)	Gilbertson & Ryvarden (1986)
112	<i>Epithele macarangae</i> Boidin & Lanq.	Neo.	PB (URM 85648)	Boidin & Lanquetin (1983)
113	<i>Epithele nikau</i> G. Cunn.	BR	PI (URM 84753)	Boidin & Lanquetin (1983)
114	<i>Favolus tenuiculus</i> P. Beauv.	PI	CE (URM 83662), PI (URM 83839)	Núñez & Ryvarden (1995)
115	<i>Fomes fasciatus</i> (Sw.) Cooke	-	BA (URM 87717), PB (URM 85056)	Gilbertson & Ryvarden (1986)
116	<i>Funalia caperata</i> (Berk.) Zmitr. & V. Malysheva	-	BA (URM 85608), PB (URM 84513), PE (URM 85607), PI (URM 83831)	Ryvarden & Johansen (1980)
117	<i>Funalia floccosa</i> (Jungh.) Zmitr. & V. Malysheva	-	BA (URM 83278), CE (URM 83211), PB (URM 84543), PI (URM 83214)	Ryvarden & Johansen (1980)
118	<i>Grammothele lineata</i> Berk. & M.A. Curtis	PB e PI	PB (URM 85084), PE (URM 84120), PI (URM 85642)	Ryvarden & Johansen (1980)
119	<i>Grammothele subargentea</i> (Speg.) Rajchenb.	SA	PE (URM 87789)	Rajchenberg (1983)
120	<i>Hexagonia capillacea</i> Pat.	CE, PI e SA	BA (URM 83428), CE (URM 84520), PI (URM 83814)	Fidalgo (1968)
121	<i>Hexagonia hydroides</i> (Sw.) M. Fidalgo	-	BA (URM 83442), CE (URM 84559), PB (URM 83699), PE (URM 83990), PI (URM 83439), RN (URM 85074),	Ryvarden & Johansen (1980)
122	<i>Hexagonia variegata</i> Berk	PI	BA (URM 85690), CE (URM 84596), PB (URM 85118), PE (URM 84158), PI (URM 83255), RN (URM 85119)	Gilbertson & Ryvarden (1986)
123	<i>Hornodermoporus martius</i> (Berk.) Teixeira	SA	BA (URM 83435), PB (URM 86022)	Decock & Herrera (2000)
124	<i>Lentinus berteroi</i> (Fr.) Fr.	PB e PI	CE (URM 86451), PB (URM 86466), PE (URM 86467), PI (URM 86085)	Pegler (1983)
125	<i>Lentinus velutinus</i> Fr.	PB	PB (URM 86012)	Pegler (1983)
126	<i>Lenzites stereoides</i> (Fr.) Ryvarden	-	PB (URM 84156)	Ryvarden & Johansen (1980)

Ordens, Famílias e Espécies		Novas ocorrências	Estado de coleta (Voucher)	Descrição
<b>Polyporales Gäum.</b>				
<b>Polyporaceae Fr.</b>				
127	<i>Loweporus tephroporus</i> (Mont.) Ryvarden	BA e CE	BA (URM 83302), CE (URM 83301), PE (URM 84157), PI (URM 84594)	Ryvarden & Johansen (1980)
128	<i>Megasporoporia cavernulosa</i> (Berk.) Ryvarden	-	BA (URM 83163), CE (URM 83980), PB (URM 84769), PI (URM 83928)	Ryvarden <i>et al.</i> (1982)
129	<i>Megasporoporia setulosa</i> (Henn.) Rajchenb.	PB e PE	CE (URM 85679), PB (URM 87712), PE (URM 87904), PI (URM 85112)	Ryvarden <i>et al.</i> (1982)
130	<i>Megasporoporiella amazonica</i> (Gomes-Silva, Ryvarden & Gibertoni) Lira & Gibertoni	NE e SA	CE (URM 83965), PB (URM 84733), PE (URM 85601)	Gomes-Silva <i>et al.</i> (2012)
131	<i>Megasporoporiella anoectopora</i> (Berk. & M.A.Curtis) Lira & Gibertoni	NE e SA	PB (URM 85602), PI (URM 83274)	Lowe (1996)
132	<i>Megasporoporiella variabilicolor</i> Lira & Gibertoni	CI	PB (URM 83982), PE (URM 86249)	NT
133	<i>Microporellus obovatus</i> (Jungh.) Ryvarden	SA	BA (URM 83457), CE (URM 83171), PB (URM 87911)	Ryvarden & Johansen (1980)
134	<i>Mycobonia flava</i> (Sw.: Fr.) Pat.	SA	BA (URM 87905)	Reid (1976)
135	<i>Navisporus sulcatus</i> (Lloyd) Ryvarden	NE e SA	CE (URM 85115)	Ryvarden & Johansen (1980)
136	<i>Navisporus terrestris</i> Gibertoni & Ryvarden	PE	PE (URM 87908)	Gibertoni <i>et al.</i> (2004)
137	<i>Nigroporus vinosus</i> (Berk.) Murrill	SA	PB (URM 87910)	Ryvarden & Johansen (1980)
138	<i>Pachykytospora alabamiae</i> (Berk. & Cooke) Ryvarden	SA	CE (URM 83976)	Gilbertson & Ryvarden (1987)
139	<i>Pachykytospora papyracea</i> (Cooke) Ryvarden	CE e SA	CE (URM 83977)	Gilbertson & Ryvarden (1987)
140	<i>Perenniporia aurantiaca</i> (A. David & Rajchenb.) Decock & Ryvarden	-	PB (URM 86032)	Decock & Ryvarden (1999b)
141	<i>Perenniporia centrali-africana</i> Decock & Mossebo	BR	BA (URM 84723), CE (URM 84080), PE (URM 84720), PI (URM 85600), RN (URM 85030)	Decock & Mossebo (2001)
142	<i>Perenniporia stipitata</i> Ryvarden	NE e SA	BA (URM 83437)	Decock & Ryvarden (1998)
143	<i>Polyporus dictyopus</i> Mont.	-	CE (URM 83971), PB (URM 83676), PI (URM 83300)	Nuñez & Ryvarden (1995)
144	<i>Polyporus grammocephalus</i> Berk.	-	CE (URM 83985), PB (URM 85073)	Nuñez & Ryvarden (1995)

Ordens, Famílias e Espécies		Novas ocorrências	Estado de coleta (Voucher)	Descrição
<b>Polyporales Gäum.</b>				
<b>Polyporaceae Fr.</b>				
145	<i>Polyporus ianthinus</i> Gibertoni & Ryvar den	-	PB (URM 86028)	Gibertoni <i>et al.</i> (2004)
146	<i>Polyporus leprieurii</i> Mont.	-	CE (URM 83845), PB (URM 85080), PI (URM 83296)	Nuñez & Ryvar den (1995)
147	<i>Polyporus philippinensis</i> Berk.	NE e SA	BA (URM 87926)	Nuñez & Ryvar den (1995)
148	<i>Polyporus puttemansii</i> Henn.	CE e SA	CE (URM 83849)	David & Rajchenberg (1985)
149	<i>Polyporus tricholoma</i> Mont.	CE	CE (URM 83849), PB (URM 85753), PE (URM 85688)	Nuñez & Ryvar den (1995)
150	<i>Pycnoporus sanguineus</i> (L.) Murrill	-	BA (URM 85676), CE (URM 83470), PB (URM 84587), PE (URM 85749), PI (URM 83478)	Gilbertson & Ryvar den (1987)
151	<i>Trametes membranacea</i> (Sw.) Kreisel	SA	PB (URM 85087)	David & Rajchenberg (1985)
152	<i>Trametes modesta</i> (Kunze ex Fr.) Ryvar den	SA	BA (URM 83625)	Gilbertson & Ryvar den (1987)
153	<i>Trametes ochroflava</i> Cooke	-	PE (URM 82975)	Gilbertson & Ryvar den (1987)
154	<i>Trametes pavonia</i> (Berk.) Fr.	PI e SA	BA (URM 87942), PE (URM 85658), PI (URM 83685)	Gilbertson & Ryvar den (1987)
155	<i>Trametes supermodesta</i> Ryvar den & Iturr.	-	PE (URM 87952), PB (URM 85116), PI (URM 83273)	Ryvar den & Iturriaga (2003)
156	<i>Trametes versicolor</i> (L.) Lloyd	-	BA (URM 83094)	Ryvar den & Gilbertson (1994)
157	<i>Trametes villosa</i> (Sw.) Kreisel	-	PE (URM 82582)	Corner (1989)
158	<i>Trichaptum bifforme</i> (Fr.) Ryvar den	-	PI (URM 83688)	Ryvar den & Gilbertson (1994)
159	<i>Trichaptum byssogenum</i> (Jungh.) Ryvar den	PI e SA	PI (URM 83686)	Corner (1987)
160	<i>Trichaptum deviatum</i> Ryvar den	BR	PB (URM 88303)	Ryvar den (2014)
161	<i>Trichaptum fumosoavellaneum</i> (Romell) Rajchenb. & Bianchin.	NE e SA	PI (URM 83836)	Rajchenberg & Bianchinotti (1991)
162	<i>Trichaptum perrottetii</i> (Lév.) Ryvar den	-	BA (URM 83815), PI (URM 83634)	Corner (1987)
163	<i>Trichaptum sector</i> (Ehrenb.) Kreisel	SA	BA (URM 84149)	Corner (1987)

Ordens, Famílias e Espécies		Novas ocorrências	Estado de coleta (Voucher)	Descrição
<b>Polyporales Gäum.</b>				
<b>Polyporaceae Fr.</b>				
164	<i>Truncospora detrita</i> (Berk.) Decock	SA	BA (URM 84073), CE (URM 83807), PB (URM 85054), PE (URM 85621), PI (URM 83166)	Decock & Ryvarden (1999)
165	<i>Tyromyces duracinus</i> (Pat.) Murrill	CE e SA	CE (URM 84077)	David & Rajchenberg (1985)
<b>Russulales Kreisel</b>				
<b>Hericiaceae Donk</b>				
166	<i>Laxitextum bicolor</i> (Pers.) Lentz	NE e SA	PI (URM 83369)	Eriksson & Ryvarden (1976)
<b>Lachnocladiaceae D.A. Reid</b>				
167	<i>Asterostroma cervicolor</i> (Berk. & M.A. Curtis) Masee	SA	PB (URM 87704), PE (URM 85612)	Boidin <i>et al.</i> (1997)
168	<i>Asterostroma muscicola</i> (Berk. & M.A. Curtis) Masee	NE e SA	CE (URM 84752), PB (URM 87705)	Boidin <i>et al.</i> (1997)
169	<i>Scytinostroma duriusculum</i> (Berk. & Broome) Donk	PI e SA	PB (URM 84541), PE (URM 84101), PI (URM 83390)	Boidin & Lanquetin (1983)
170	<i>Scytinostroma portentosum</i> (Berk. & M.A. Curtis) Donk	NE e SA	PE (URM 87768), PB (URM 87771)	Boidin & Lanquetin (1983)
171	<i>Vararia dussii</i> Boidin & Lanq.	SA	PB (URM 84565)	Boidin & Lanquetin (1977)
<b>Peniophoraceae Lotsy</b>				
172	<i>Gloiothele globosa</i> Sheng H. Wu	Neo.	PB (URM 87720)	Boidin <i>et al.</i> (1997b)
173	<i>Gloiothele lactescens</i> (Berk.) Hjortstam	PB e SA	PB (URM 85639)	Boidin <i>et al.</i> (1997b)
174	<i>Peniophora albobadia</i> (Schwein.) Boidin	NE e SA	BA (URM 85590), PE (URM 87746), PI (URM 85594)	Gilbertson & Blackwell (1985)
<b>Russulaceae Lotsy</b>				
175	<i>Gloeopeniophorella laxa</i> (Sheng H. Wu) Boidin, Lanq. & Gilles	Neo.	PB (URM 85640)	Boidin <i>et al.</i> (1997b)
176	<i>Aleurodiscus botryosus</i> Burt	Neo.	CE (URM 87703)	Bernicchia & Gorjón (2010)
177	<i>Aleurodiscus cerussatus</i> (Bres.) Höhn. & Litsch.	NE e SA	PI (URM 84757)	Núñez & Ryvarden (1997)
178	<i>Gloeodontia discolor</i> (Berk. & M.A. Curtis) Boidin	CE e SA	CE (URM 84750)	Hjortstam & Ryvarden (2007c)

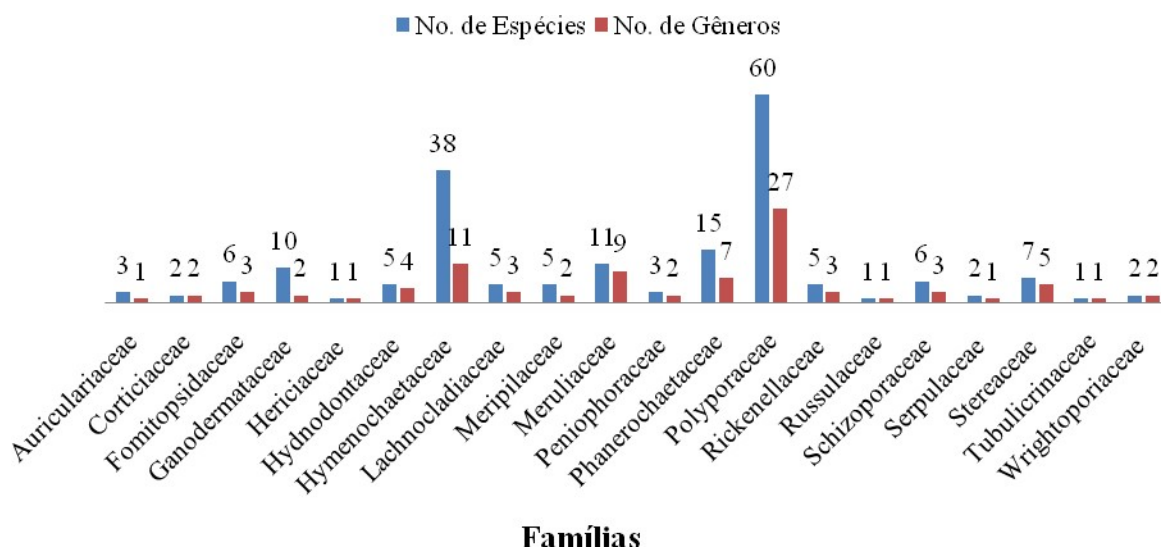
Ordens, Famílias e Espécies	Novas ocorrências	Estado de coleta (Voucher)	Descrição	
<b>Russulales Kreisel</b>				
<b>Russulaceae Lotsy</b>				
179	<i>Gloeocystidiopsis flammea</i> (Boidin) Jülich	Neo.	BA (URM 85622)	Boidin <i>et al.</i> (1997b)
180	<i>Megalocystidium chelidonium</i> (Pat.) Boidin	NE e SA	PB (URM 87739), PE (URM 87739)	Hjortstam & Ryvarde (2007b)
181	<i>Megalocystidium luteocystidiatum</i> (P.H.B. Talbot) Sheng H. Wu	NE e SA	PE (URM 85647)	Boidin & Gilles (2000)
182	<i>Stereum ostrea</i> (Blume & T. Nees) Fr.	-	BA (URM 83072), PB (URM 84564)	Chamuris (1988)
<b>Wrightoporiaceae Jülich</b>				
183	<i>Stecchericum seriatum</i> (Lloyd) Maas Geest.	NE e SA	CE (URM 84588), PB (URM 84589)	Nakasone (1990)
184	<i>Wrightoporia avellanea</i> (Bres.) Pouzar	NE e SA	BA (URM 83927), CE (URM 84508)	Hattori (2008)
<b>Trechisporales K.H. Larss.</b>				
<b>Hydnodontaceae Jülich</b>				
185	<i>Fibrodontia brevidens</i> (Pat.) Hjortstam & Ryvarde	NE e SA	CE (URM 87716)	Ryvarde <i>et al.</i> (2005)
186	<i>Litschauerella clematitis</i> (Bourdot & Galzin) J. Erikss. & Ryvarde	NE e SA	PE (URM 83380)	Bernicchia & Gorjón (2010)
187	<i>Subulicystidium longisporum</i> (Pat.) Parmasto	NE e SA	CE (URM 84744), PB (URM 87982)	Bernicchia & Gorjón (2010)
188	<i>Trechispora nivea</i> (Pers.) K.H.Larss.	NE e SA	CE (URM 84751)	Larsson (1995)
189	<i>Trechispora thelephora</i> (Lév.) Ryvarde	SA	PB (URM 84595)	Ryvarde (2002)
190	<i>Tubulicium capitatum</i> (D.P. Rogers & Boquiren) Burds. & Nakason	Neo.	PE (URM 85611)	Burdsall & Nakasone (1983)
<b>Incertae sedis</b>				
191	<i>Phlyctibasidium polyporoideum</i> (Berk. & M.A. Curtis) Jülich	NE e SA	CE (URM 84737)	Hjortstam & Ryvarde (2007c)

Fonte: Lira, 2016.



O gênero melhor representado foi *Phellinus* com oito espécies, seguido por *Polyporus* com sete. *Polyporaceae* foi a família mais representativa com 60 espécies, distribuídas em 27 gêneros, seguida por *Hymenochaetaceae* com 38 espécies distribuídas em 11 gêneros e por *Phanerochaetaceae* com 15 espécies e sete gêneros (Figura 3). O grande número de espécies de *Polyporaceae* já era esperado por esta ser uma família com maior diversidade (Ryvarden & Johansen, 1980; Gilbertson & Ryvarden, 1986; 1987; Núñez & Ryvarden, 2001), sendo representada por aproximadamente 636 espécies até o momento (Cannon & Kirk *et al.*, 2007; Kirk *et al.*, 2008).

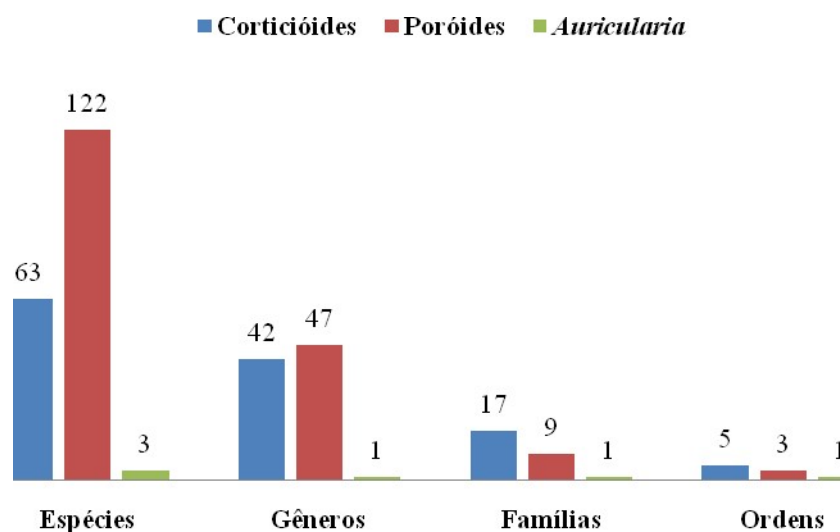
Figura 3 - Número de gêneros e espécies distribuídos por famílias de *Agaricomycetes* coletados.



Fonte: Lira, 2016.

Do total de espécies coletadas, 122 (64,55%) são de fungos poróides, pertencentes a nove famílias e três ordens (*Boletales*, *Hymenochaetales* e *Polyporales*). Os fungos corticióides correspondem a 63 espécies (33,33%) distribuídas em 17 famílias e cinco ordens (*Corticiales*, *Hymenochaetales*, *Polyporales*, *Russulales* e *Trechisporales*). Além disso, três espécies de *Auricularia* (2,11%) foram coletadas as quais correspondem a uma família e uma ordem (*Auriculariales*) (Figura 4).

Figura 4 - Número de espécies, gêneros, famílias e ordens de cada grupo de *Agaricomycetes* estudado.



Fonte: Lira, 2016.

A família *Polyporaceae*, apesar de ser uma das mais estudadas pelos taxonomistas, teve o maior número de espécies que representaram novas ocorrências em escala nacional e global, sendo quatro para o Brasil (*Diplomitoporus stramineus*, *Epithele nikau*, *Megasporoporia hexagonoides* e *Trichaptum deviatum*), duas para os Neotrópicos (*Epithele macarangae* e *Perenniporia centrali-africana*) e duas para a ciência (*Datroniella minuta* Lira & Ryvardeen e *Megasporoporiella variabilicolor* Lira & Gibertoni). *Meruliaceae* foi a segunda família com maior representatividade de novas ocorrências relevantes, com três espécies sendo duas novas para o Brasil (*Ceriporia alachuana* e *C. dentipora*) e uma para os Neotrópicos (*Phlebia ochraceofulva*). As demais 14 espécies estão distribuídas nas famílias *Hydnodontaceae* (*Tubulicium capitatum*, nova para os Neotrópicos), *Hymenochaetaceae* (*Coltricia fragilissima*, nova para o Brasil e *Fuscoporia paracallimorpha*, nova para a ciência), *Peniophoraceae* (*Gloiothele globosa*, nova para os Neotrópicos), *Phanerochaetaceae* (*Junghuhnia globospora*, nova para o Brasil), *Russulaceae* (*Gloeopeniophorella laxa*, nova para os Neotrópicos), *Rickenellaceae* (*Sidera vulgaris* e *Skvortzovia furfurella*, ambas novas para o Brasil), *Schizoporaceae* (*Hyphodontia crustosoglobosa*, nova para o Brasil), *Serpulaceae* (*Serpula costaricensis*, nova para a América do Sul e *S. similis* nova para os Neotrópicos), *Stereaceae* (*Aleurodiscus botryosus* e *Gloeocystidiopsis flammea*, ambas novas ocorrências para os Neotrópicos) e *Tubulicrinaceae* (*Tubulicrinis gracillimus*, nova para os Neotrópicos) (Tabela 4).

Das 26 espécies que representaram novas ocorrências em escala nacional e global, 12 são de poróides e 13 de corticióides (Tabela 4). Esperava-se um número maior de novas ocorrências dentre os *Agaricomycetes* corticióides, pois estes são negligenciados na maior parte dos trabalhos taxonômicos de *Agaricomycetes* no Brasil, principalmente na Caatinga (Hjortstam & Ryvar den 2007d).

Além do número de espécies e novas ocorrências citadas acima, este trabalho também contribuiu com a descoberta de 56 possíveis novas espécies distribuídas entre os gêneros *Acladium* Link (uma), *Botryodontia* (Hjortstam & Ryvar den) Hjortstam (10), *Botryobasidium* Donk (uma), *Byssomerulius* Parmasto (quatro), *Dendrophora* (Parmasto) Chamuris (uma), *Gloeocystidiellum* Donk (nove), *Gloeodontia* Boidin (uma), *Hyphoderma* Wallr. (uma), *Hyphodontia* J. Erikss. (quatro), *Mycoacia* Donk (duas), *Odonticum* Parmasto (uma), *Peniophorella* P. Karst. (três), *Phanerochaete* P. Karst. (quatro), *Phlebiopsis* Jülich (três), *Resinicium* Parmasto (duas), *Scytinostromella* Parmasto (uma), *Trechispora* P. Karst. (quatro), *Stecchericium* D.A. Reid (uma), *Xylobolus* P. Karst. (três), além de 30 possíveis novos gêneros de fungos corticióides na região da Caatinga nordestina (dados não apresentados). Este resultado mostra a grande importância de expedições em novas áreas para coletas de espécimes e da investigação de fungos pouco estudados como os corticióides, pois até então, apenas cinco espécies desses fungos eram registradas para o semiárido brasileiro (Drechsler-Santos *et al.* 2013; Gibertoni *et al.* 2015a, Silveira 2016). Esses materiais necessitarão de análises mais criteriosas com base em estudos moleculares.

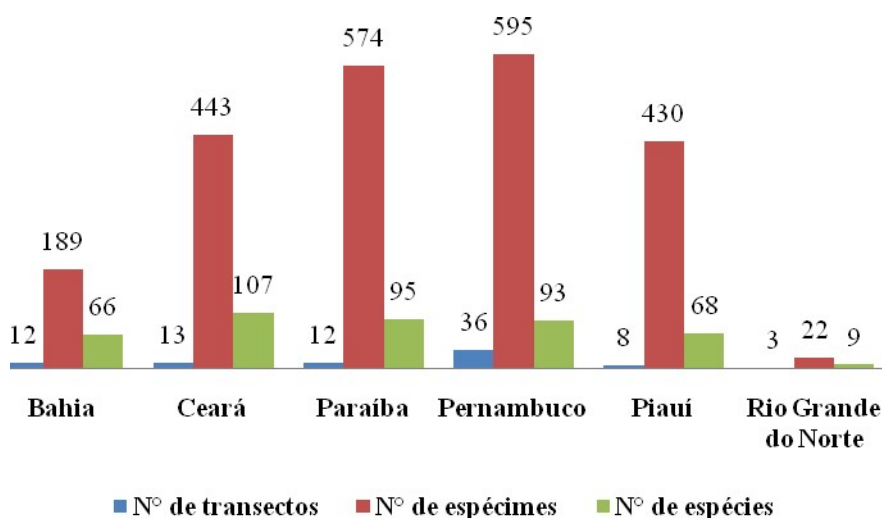
O estado com o maior número de espécies coletadas foi o Ceará, onde foram percorridos 13 transectos e coletados 443 espécimes correspondentes a 107 espécies. O segundo estado com o maior número de espécies identificadas foi a Paraíba, onde foram percorridos 12 transectos e coletados 574 espécimes correspondentes a 95 espécies. Em Pernambuco, apesar de ter sido o estado onde foi percorrido o maior número de transectos (36), foram identificadas 93 espécies a partir de 595 exemplares. Já no Piauí, apesar de terem sido percorridos apenas oito transectos, foram coletados 430 espécimes distribuídos em 68 espécies. Na Bahia, foram percorridos 12 transectos onde foram coletados 189 espécimes correspondentes a 66 espécies. O estado com menor número de transectos percorridos foi o Rio Grande do Norte (três), onde foram coletados 22 espécimes correspondentes a nove espécies (Tabela 5; Figura 5).

Tabela 5 - Número de espécimes coletados, identificados e de espécies por área visitada e número total de espécies por estado.

Estados	Áreas de coletas	Transectos	Espécimes	Identificados	Espécies	Total de espécies
<b>Bahia</b>	Serra da Jibóia	4	86	49	32	66
	Curaçá	3	41	37	9	
	Maracás e Milagres	3	19	10	7	
	Chapada Diamantina	3	39	29	18	
<b>Ceará</b>	FLONA Araripe-Apodi	8	284	151	66	107
	Quixadá	2	27	10	8	
	Serra de Ibiapaba	3	132	69	33	
<b>Paraíba</b>	Mata do Pau-Ferro	12	574	350	95	95
<b>Pernambuco</b>	Sítio Carro Quebrado	12	333	197	56	93
	PARNA Catimbau <sup>a+n</sup>	12	262	175	37	
<b>Piauí</b>	Serra das Confusões	8	430	251	68	68
<b>Rio Grande do Norte</b>	PARNA Fuma Feia	3	22	14	9	9

Fonte: Lira, 2016.

Figura 5 - Espécimes e espécies coletados nos transectos em cada estado.

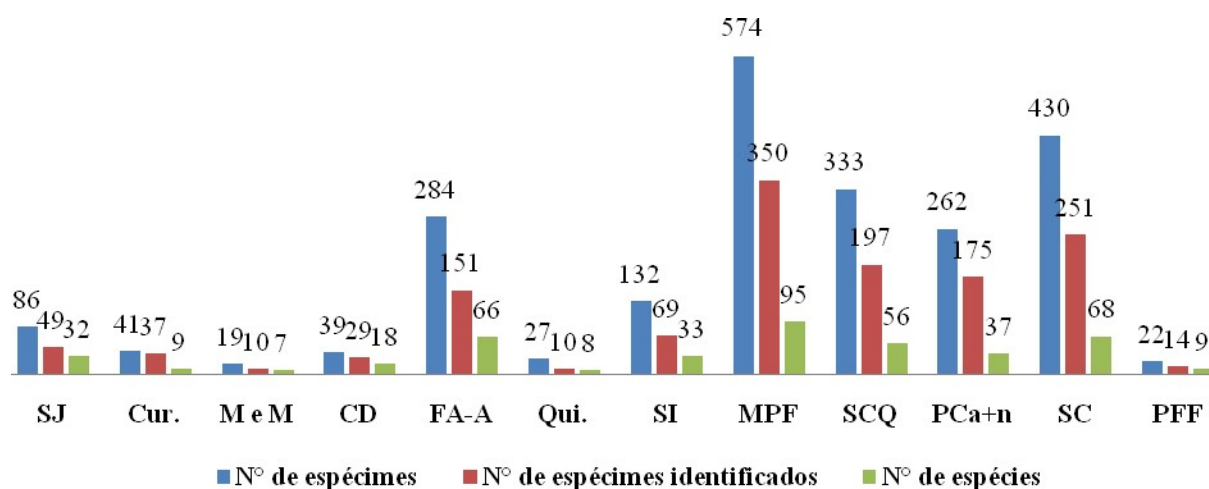


Fonte: Lira, 2016.

As áreas com o maior número de espécimes coletados e analisados e de espécies identificadas foi a Mata do Pau-Ferro (574 e 95, respectivamente), a Serra das Confusões (430 e 68, respectivamente), o Sítio Carro Quebrado (333 e 56, respectivamente), o Parque Nacional do Catimbau (262 e 37, respectivamente), a Floresta Nacional do Araripe-Apodi (284 e 66, respectivamente), a Serra de Ibiapaba (132 e 33, respectivamente) e a Serra da Jibóia (86 e 32, respectivamente). Já nas demais áreas (Curaçá, Maracás e Milagres, Chapada

Diamantina, Quixadá e Parque Nacional da Furna Feia) o número de espécimes coletados não chegou a 50, provavelmente devido às coletas terem sido realizadas em períodos de seca nas regiões (Tabela 6, Figura 6).

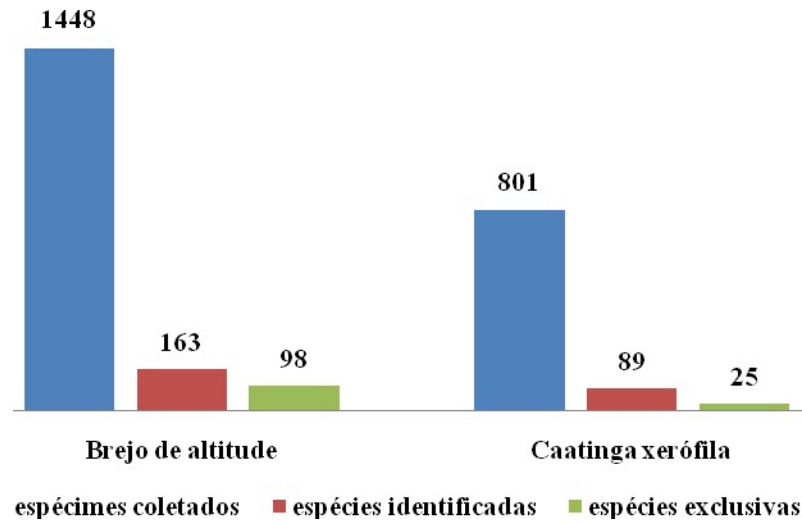
Figura 6 - Número de espécimes coletados, analisados e de espécies em cada área de coleta. SJ = Serra da Jibóia, Cur. = Curaçá, M e M = Maracás e Milagres, CD = Chapada da Diamantina, FA-A = Floresta Nacional do Araripe-Apodí, Qui. = Quixadá, SI = Serra de Ibiapaba, MPF = Mata do Pau-Ferro, SCQ = Sítio Carro Quebrado, PC<sup>a+n</sup> = Parque Nacional do Catimbau (a = área antropizada, n = área nativa), SC = Serra das Confusões, PFF = Parque Nacional da Furna Feia.



Fonte: Lira, 2016.

Nas áreas de brejo de altitude, foi encontrado um maior número de espécimes e espécies (1448 e 163, respectivamente) em comparação às áreas de caatinga xerófila (801 e 89, respectivamente). Noventa e oito espécies foram coletadas apenas em brejos de altitude, 25 apenas em áreas de caatinga xerófila e 65 em ambas fitofisionomias (Figura 7; Tabela 6).

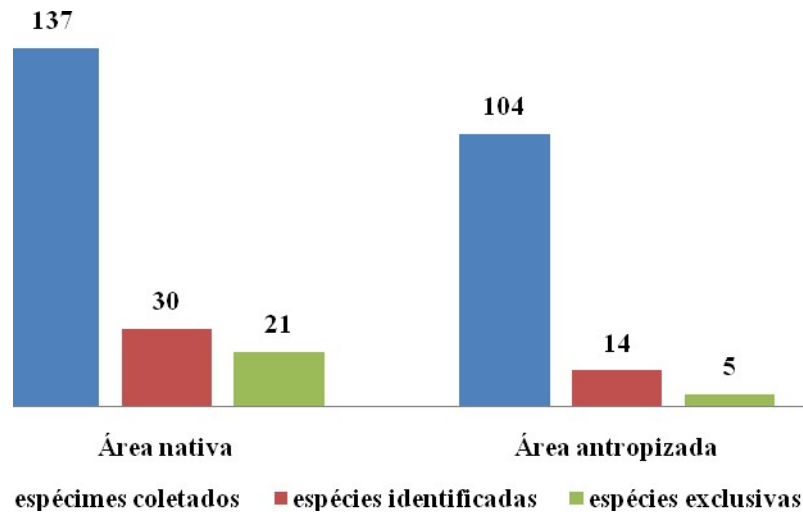
Figura 7 - Número de espécimes coletados e analisados e de espécies identificadas e exclusivas às áreas de brejo de altitude e de caatinga xerófila.



Fonte: Lira, 2016.

Nas áreas de caatinga xerófila preservada do Parque Nacional do Catimbau, foram coletados mais espécimes e espécies (137 e 30, respectivamente) em comparação às áreas de caatinga xerófila antropizada (104 e 14, respectivamente). Vinte e uma espécies foram coletadas apenas nas áreas preservadas, cinco apenas nas áreas xerófilas (*Ceriporiaalachuana*, *Dichomitus amazonicus*, *Flavodon flavus*, *Fomitiporella piptadeniae* e *Funalia caperata*) e nove foram comuns a ambas as regiões (*Hexagonia hydnoides*, *Loweporus tephroporus*, *Peniophora albobadia*, *Perenniporia centrali-africana*, *Phellinus baccharidis*, *P. rimosus*, *Pycnoporus sanguineus*, *Scytinostroma portentosum* e *Trametes pavonia*) (Figura 8; Tabela 6).

Figura 8 - Número de espécimes coletados e de espécies identificadas e exclusivas às áreas de caatinga xerófila nativa e antropizada do Parque Nacional do Catimbau.



Fonte: Lira, 2016.

Tabela 6 - Lista das espécies identificadas em cada área e período de coleta. **SJ** = Serra da Jibóia, **Cur.** = Curaçá, **MeM** = Maracás e Milagres, **CD** = Chapada da Diamantina, **FA-A** = Floresta Nacional do Araripe-Apodi, **Qui.** = Quixadá, **SI** = Serra de Ibiapaba, **MPF** = Mata do Pau-Ferro, **SCQ** = Sítio Carro Quebrado, **PC<sup>a+n</sup>** = Parque Nacional do Catimbau (**a** = área antropizada, **n** = área nativa), **SC** = Serra das Confusões, **PFF** = Parque Nacional da Furna Feia. Espécies coletadas em brejos de altitude (●), em áreas de caatinga xerófila (■), em regiões preservadas (▲) e em regiões antropizadas do PARNA Catimbau (◆).

Espécies	Áreas de coletas											
	SJ	Cur.	MeM	CD	FA-A	Qui.	SI	MPF	SCQ	PC <sup>a+n</sup>	SC	PFF
<i>Aleurodiscus bothryosus</i> ●					X							
<i>Aleurodiscus cerussatus</i> ■											X	
<i>Amauroderma exile</i> ●					X			X				
<i>Amauroderma partitum</i> ●								X				
<i>Amauroderma praetervisum</i> ●					X			X				
<i>Amauroderma schomburgkii</i> ●								X				
<i>Antrodiella murrilli</i> ●								X				
<i>Antrodiella semisupina</i> ●					X			X				
<i>Antrodiella versicutis</i> ●					X			X	X			
<i>Asterostroma cervicolor</i> ●					X			X	X			
<i>Asterostroma muscicola</i> ●							X	X				
<i>Auricularia fuscosuccinea</i> ●								X				
<i>Auricularia mesenterica</i> ●■					X			X			X	
<i>Auricularia polytricha</i> ●■▲		X			X		X	X	X	X	X	
<i>Byssomerulius corium</i> ●					X							
<i>Ceriporia alachuana</i> ■◆										X		
<i>Ceriporia dentipora</i> ●					X							





Espécies	Áreas de coletas											
	SJ	Cur.	MeM	CD	FA-A	Qui.	SI	MPF	SCQ	PC <sup>a+n</sup>	SC	PFF
<i>Fuscoporia paracallimorpha</i> ●	X				X				X		X	
<i>Fuscoporia undulata</i> ●								X				
<i>Fuscoporia wahlbergii</i> ●	X											
<i>Ganoderma australe</i> ●	X											
<i>Ganoderma multiplicatum</i> ●■								X				
<i>Ganoderma orbiforme</i> ●					X			X				
<i>Ganoderma perzonatum</i> ●												X
<i>Ganoderma resinaceum</i> ■▲										X		
<i>Ganoderma stipitatum</i> ●■		X		X	X		X	X				
<i>Gloeocystidiopsis flammea</i> ■			X									
<i>Gloeodontia discolor</i> ■							X					
<i>Gloeopeniophorella laxa</i> ●								X				
<i>Gloeoporus dichrous</i> ●					X				X			
<i>Gloiothele globosa</i> ●								X				
<i>Gloiothele lactescens</i> ●								X				
<i>Grammothele lineata</i> ●■▲								X	X	X	X	
<i>Grammothele subargentea</i> ■▲										X		
<i>Hexagonia capillacea</i> ●■	X				X				X		X	
<i>Hexagonia hydroides</i> ●■▲◆	X	X			X	X		X	X	X	X	X
<i>Hexagonia variegata</i> ●■▲		X	X		X	X		X	X	X	X	X
<i>Hjortstamia amethystea</i> ●■					X		X	X	X		X	
<i>Hjortstamia crassa</i> ●■									X		X	X
<i>Hjortstamia papyrina</i> ●■								X			X	
<i>Hymenochaete damicornis</i> ●■	X				X			X			X	
<i>Hymenochaete iodina</i> ●	X											
<i>Hymenochaete luteobadia</i> ●■	X										X	
<i>Hymenochaete pinnatifida</i> ■											X	
<i>Hymenochaete rheicolor</i> ●					X							
<i>Hyphoderma transiens</i> ■▲										X		
<i>Hyphodontia crustosa</i> ●								X	X			
<i>Hyphodontia crustosoglobosa</i> ●									X			
<i>Hyphodontia sambuci</i> ●							X		X			
<i>Hypochnicium subrigescens</i> ●								X				
<i>Inonotus calcitratus</i> ●■▲					X			X	X	X		
<i>Inonotus dentatus</i> ●					X							
<i>Inonotus iodinus</i> ●	X											
<i>Inonotus luteoumbrianus</i> ●								X				
<i>Inonotus splitbergeri</i> ■											X	
<i>Irpex lacteus</i> ●					X							



Espécies	Áreas de coletas											
	SJ	Cur.	MeM	CD	FA-A	Qui.	SI	MPF	SCQ	PC <sup>a+n</sup>	SC	PFF
<i>Phellinus chryseus</i> ●									X			
<i>Phellinus fastuosus</i> ●■					X				X		X	
<i>Phellinus grenadensis</i> ●									X			
<i>Phellinus rimosus</i> ●■▲◆		X				X		X	X	X	X	X
<i>Phellinus shaferi</i> ■											X	
<i>Phlebia ochraceofulva</i> ■▲										X		
<i>Phlebiopsis flavidoalba</i> ●■▲								X		X		
<i>Phlebiopsis ravenelii</i> ●■									X		X	
<i>Phlyctibasidium polyporoideum</i> ●					X							
<i>Phylloporia chrysitae</i> ●■					X						X	
<i>Phylloporia fruticum</i> ●■						X		X				
<i>Phylloporia spathulata</i> ●■	X										X	
<i>Polyporus dictyopus</i> ●■				X	X		X	X			X	
<i>Polyporus gramocephalus</i> ●							X	X				
<i>Polyporus ianthinus</i> ●								X				
<i>Polyporus leprieurii</i> ●■					X		X	X			X	
<i>Polyporus philipinensis</i> ●				X								
<i>Polyporus puttemansii</i> ●							X					
<i>Polyporus tricholoma</i> ●■▲							X	X	X	X		
<i>Pycnoporus sanguineus</i> ●■▲◆	X	X	X	X	X			X	X	X	X	X
<i>Rigidoporus lineatus</i> ●					X		X	X				
<i>Rigidoporus microporus</i> ●					X		X					
<i>Rigidoporus ulmarius</i> ●					X							
<i>Rigidoporus vinctus</i> ●							X					
<i>Schizopora flavipora</i> ●■▲							X	X	X	X		
<i>Schizopora paradoxa</i> ●■					X			X	X		X	
<i>Scytinostroma duriusculum</i> ●■▲								X	X	X	X	
<i>Scytinostroma portentosum</i> ●■▲◆								X	X	X		
<i>Serpula costaricensis</i> ●									X			
<i>Serpula similis</i> ●					X				X			
<i>Sidera lenis</i> ●				X								
<i>Sidera vulgaris</i> ●								X				
<i>Skvortzovia furfurella</i> ●								X				
<i>Stecchericium seriatum</i> ●					X			X				
<i>Stereum ostrea</i> ●■	X							X	X			
<i>Subulicystidium longisporum</i> ●							X	X				
<i>Trametes membranacea</i> ●								X				
<i>Trametes modesta</i> ●	X											
<i>Trametes pavonia</i> ●■▲◆				X					X	X	X	

Espécies	Áreas de coletas											
	SJ	Cur.	MeM	CD	FA-A	Qui.	SI	MPF	SCQ	PC <sup>a+n</sup>	SC	PPF
<i>Trametes supermodesta</i> ●■								X	X		X	
<i>Trametes versicolor</i> ●	X											
<i>Trametes villosa</i> ●■▲				X					X	X		
<i>Trechispora nivea</i> ●■							X				X	
<i>Trechispora thelephora</i> ●								X				
<i>Trichaptum bifforme</i> ●■									X		X	
<i>Trichaptum byssogenum</i> ■											X	
<i>Trichaptum deviatum</i> ●								X				
<i>Trichaptum fumosoavellaneum</i> ■											X	
<i>Trichaptum perrottetii</i> ●■					X						X	
<i>Trichaptum sector</i> ●	X											
<i>Trichaptum sprucei</i> ■											X	
<i>Tubulicium capitatum</i> ■▲										X		
<i>Tubulicrinis gracillimus</i> ●					X							
<i>Tyromyces duracinus</i> ●	X						X					
<i>Vararia dussii</i> ●								X				
<i>Wrightoporia avellanea</i> ●	X				X							

Fonte: Lira, 2016.

Este trabalho incrementou em 63% o número de espécies de *Agaricomycetes* lignocelulolíticos registradas para a Caatinga, dentre novas ocorrências e novas espécies para a ciência. Isso reforça a conclusão de que a região apresenta um grande potencial biológico a ser descoberto e conservado, como já mencionado nos trabalhos de diversidade de plantas e animais do ecossistema (Giulietti *et al.* 2004a, b; Monteiro da Cruz *et al.* 2005; Albuquerque *et al.* 2012).

Apesar da importância dos fungos decompositores tais como os *Agaricomycetes* lignocelulolíticos, trabalhos sobre a distribuição e relações ecológicas destes em ambientes da Caatinga são escassos. Além disso, ainda não existem trabalhos focados unicamente na divulgação da riqueza de *Agaricomycetes* lignocelulolíticos na Caatinga. A mais recente contribuição é uma compilação dos dados presentes na Lista de Espécies da Flora do Brasil (Maia *et al.* 2015) que aponta a ocorrência de 999 espécies de fungos na Caatinga.

Como já mencionado anteriormente, até o momento eram registradas 90 espécies de *Agaricomycetes* lignocelulolíticos em áreas de Caatinga (Drechsler-Santos *et al.* 2008, 2009, 2010, Silveira 2010, Gibertoni *et al.* 2011, Baltazar *et al.* 2012, Drechsler-Santos *et al.* 2012a, b, Drechsler-Santos *et al.* 2013, Gibertoni *et al.* 2015, Gomes-Silva *et al.* 2015). No presente

estudo, após 102 visitas a campo, houve um acréscimo considerável sobre o conhecimento da riqueza destes fungos mesmo quando considerados apenas os fungos poróides (76 fungos poróides acrescentados aos 83 das listagens anteriores = aumento de 91,5%). Essa riqueza foi relativamente similar a outros trabalhos de distribuição de *Agaricomycetes* lignocelulolíticos poróides em outros ecossistemas brasileiros. Gibertoni *et al.* (2007) coletaram 91 espécies destes fungos em 13 áreas da Mata Atlântica nordestina, após 88 idas a campo. Gibertoni (2008) encontraram 96 espécies após quatro visitas a campo na Amazônia brasileira. Em manguezais de Pernambuco, Nogueira-Melo *et al.* (2014) registraram a ocorrência de 15 espécies desses fungos após 32 expedições. Também na Amazônia brasileira, Gibertoni *et al.* (2015a) coletaram 153 espécies de *Agaricomycetes* poróides após 124 amostragens em campo, durante cinco anos. Na Mata Atlântica costeira e brejos de altitude do Nordeste brasileiro, Gibertoni *et al.* (2015b) encontraram 138 espécies após 110 expedições em 11 áreas de coleta.

#### 4.2. ANÁLISES ECOLÓGICAS

Nas análises a seguir, foram incluídos apenas os resultados de diversidade de fungos poróides e de *Auricularia*. Os fungos corticióides foram excluídos das análises por ocorrerem esporadicamente, serem de difícil identificação morfológica e de fácil deteriorização, podendo assim, levar a erros de amostragens. Também foram incluídos os resultados das coletas entre 2009 e 2011 no Sítio Carro Quebrado, município de Triunfo, e no Barro Branco e na Fazenda Mosquito, no município de Cabrobó. Neste período foram percorridos seis transectos, sendo três no período seco e três no chuvoso, em cada uma dessas áreas.

No total, foram utilizados 1333 espécimes correspondentes a 131 espécies de fungos poróides e três de *Auricularia*, coletadas nos 102 transectos percorridos nas 15 áreas de coletas.

## 4.2.1. Diversidade

### 4.2.1.1. RIQUEZA DE ESPÉCIES

Nas regiões analisadas, 1499 espécimes foram coletados e corresponderam a 128 espécies de *Agaricomycetes* poróides e de *Auricularia*. Destes, 623 espécimes (= 112 espécies) foram registrados em áreas de brejo de altitude e 710 espécimes (= 66 espécies) nas áreas de caatinga xerófila. No PARNA Catimbau, 166 espécimes de fungos poróides e *Auricularia*, correspondentes a 39 espécies, foram coletados. Oitenta e três espécimes foram coletados nas áreas preservadas e corresponderam a uma espécie de *Auricularia* e 24 de *Agaricomycetes* poróides, enquanto nas áreas antropizadas também foram coletados 83 espécimes, mas correspondentes a 16 espécies de fungos poróides (Tabela 7). Deve-se observar que há espécies que se repetem em ambos locais.

Tabela 7 - Número de espécimes e espécies de *Agaricomycetes* poróides e de *Auricularia* nas áreas estudadas.

	<b>Espécimes</b>	<b>Espécies</b>
Brejo de altitude	623	112
Caatinga xerófila	710	66
PARNA Catimbau Preservada	83	25
PARNA Catimbau Antropizada	83	16

Fonte: Lira, 2016.

Os esforços amostrais nas áreas como um todo (geral), na Caatinga, no Parque Nacional do Catimbau e nos Brejos variaram entre 58 e 85% da riqueza estimada (Tabela 8). Gibertoni *et al.* (2015b) consideram seus esforços amostrais razoáveis quando seus resultados atingiram de 75-90%. No presente estudo, considerou-se 18 coletas um bom número amostral para estimar a riqueza de uma área individualmente, como por exemplo, no Sítio Carro Quebrado, em Triunfo, onde se atingiu 88% do total da riqueza estimada para a área (SCQ – Tabela 8). Já para analisar as áreas em conjunto, são necessárias pelo menos 45 coletas em áreas de brejos de altitude de modo geral e 50 nas de caatinga xerófila, de acordo com os resultados deste presente trabalho (Tabela 8).

Apesar do esforço amostral ter sido considerado suficiente para este estudo, as 131 espécies de *Agaricomycetes* poróides registradas representam apenas 23,60% do número total de espécies registradas para os Neotrópicos (Ryvarden 2004; Gibertoni *et al.* 2015b), semelhante ao encontrado por Gibertoni *et al.* (2015b). Segundo estes autores, esta baixa

porcentagem pode indicar altos níveis de distribuição restrita, porém, apesar do registro de novas espécies e de novas ocorrências no presente estudo, ainda não é possível apontar espécies endêmicas de Caatinga.

Tabela 8 - Estimadores em cada área e regiões analisadas. PNCg = Parque Nacional do Catimbau geral, PCn = Área nativa do Parque Nacional do Catimbau, PCa = Área antropizada do Parque Nacional do Catimbau, SJ = Serra da Jibóia, Cur. = Curaçá, M e M = Maracás e Milagres, CD = Chapada da Diamantina, FA-A = Floresta Nacional do Araripe-Apodí, Qui. = Quixadá, SI = Serra de Ibiapaba, MPF = Mata do Pau-Ferro, SCQ = Sítio Carro Quebrado, CBB = Cabrobó Barro Branco, CFM = Cabrobó Fazenda Mosquito, SC = Serra das Confusões, PFF = Parque Nacional da Furna Feia. S = Número de espécie em cada área/região, S (%) = Variação da riqueza (S) em relação ao estimador.

	<b>Chao 1</b>	<b>Chao 2</b>	<b>Jackknife 1</b>	<b>Jackknife 2</b>	<b>Bootstrap</b>	<b>S</b>	<b>S (%)</b>
<b>Geral</b>	173,01	194,41	183,47	216,03	152,97	130	60-84
<b>Caatinga</b>	90,96	96,46	96,46	112,11	80,53	68	60-84
<b>Brejo</b>	153	164,24	161,02	186,33	135,92	116	62-85
<b>PNCg</b>	41,11	40,46	40,46	47,99	33,44	28	58-84
<b>PCn</b>	29,94	31,72	36	39,94	30,14	25	62-83
<b>PCa</b>	33,78	27	24,25	30,23	19,44	16	47-82
<b>SJ</b>	39,43	51,75	43	51,33	34,65	28	54-65
<b>Cur.</b>	13,25	14,67	14,67	16,67	12,15	10	60-82
<b>M e M</b>	13	10	7,5	7,5	6,25	5	38-80
<b>CD</b>	24,21	40,33	27	31,67	21,52	17	42-79
<b>FA-A</b>	69,8	74,56	71,5	85,43	57,87	47	55-82
<b>Qui.</b>	25	17,5	10,5	10,5	8,75	7	28-80
<b>SI</b>	34,71	28,67	28,67	32,17	24,04	20	57-83
<b>MPF</b>	96	79,86	83,83	94,89	71,06	60	62-84
<b>SCQ</b>	54,21	53,37	58,28	62,3	52,05	46	73-88
<b>CBB</b>	12,97	15,17	16	18,93	13,2	11	58-83
<b>CFM</b>	19,92	20,83	21,67	25,4	17,97	15	59-83
<b>SC</b>	68,92	66,44	71,25	79,39	61,03	52	65-85
<b>PFF</b>	9,38	11,33	12	13,67	9,85	8	58-85

Fonte: Lira, 2016.

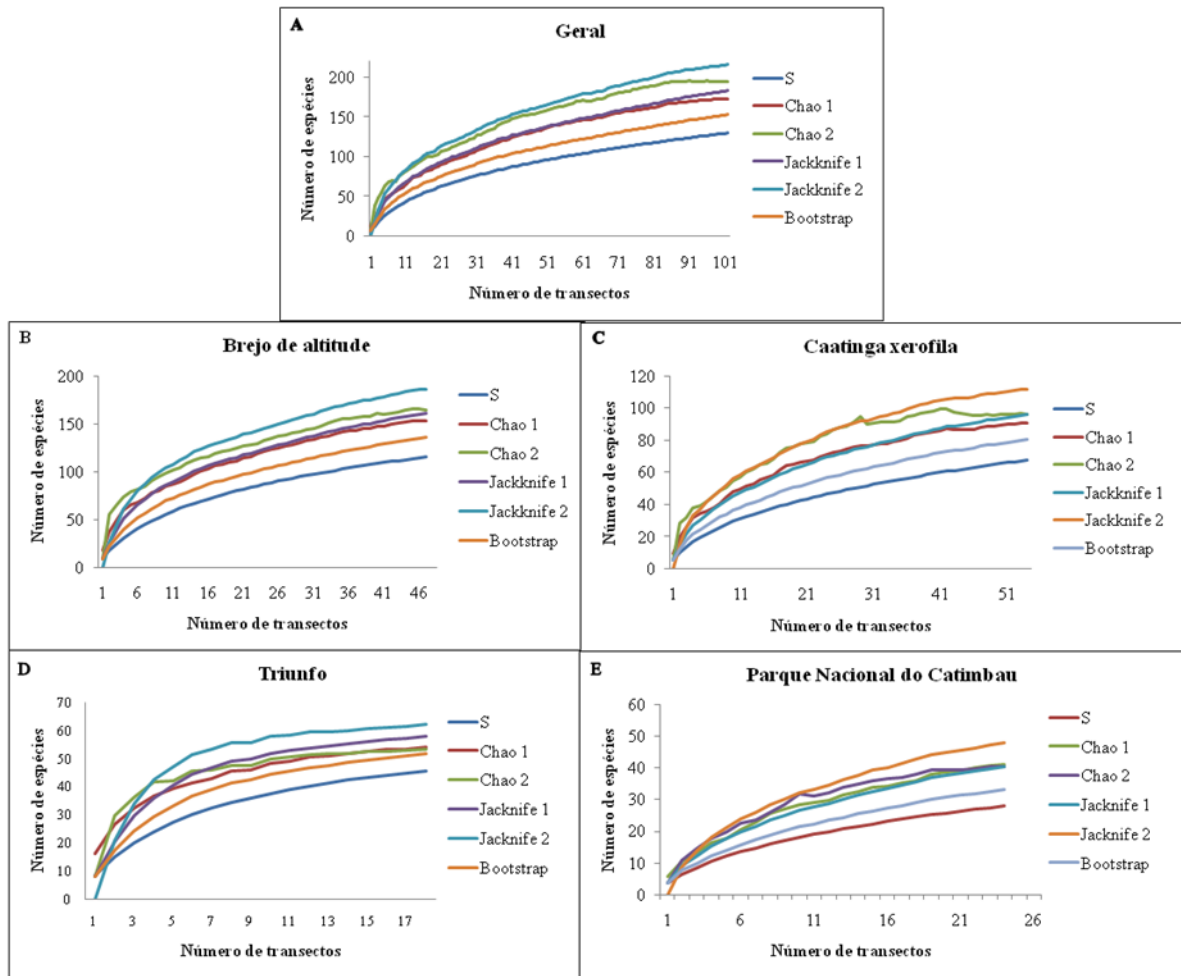
Quando analisadas individualmente, as áreas apresentaram número variável no valor do estimador. O número de espécies registradas atingiu mais de 50% da riqueza mínima estimada na maioria das áreas, exceto nas áreas antropizadas do PARNA Catimbau, Maracás e Milagres, Chapada da Diamantina e Quixadá (Tabela 8). As estimativas nestas áreas podem ser explicadas pelo baixo número de espécies coletadas nas áreas antropizadas do PARNA Catimbau e também pelo número de amostragens insuficientes nas demais áreas mencionadas. Sendo assim, sugere-se que para tentar atingir a riqueza estimada da Caatinga são necessárias pelo menos seis coletas em áreas conservadas e diversas de brejos de altitude e de caatinga xerófila.

Embora os esforços amostrais tenham sido considerados suficientes para a maior parte das áreas visitadas, após 102 transectos percorridos, nenhuma das curvas cumulativas de espécies para as áreas de modo geral (Figura 9A), para brejos de altitude como um todo (Figura 9B), para caatinga xerófila como um todo (Figura 9C) e para a área de caatinga xerófila mais visitada (PARNA Catimbau, Figura 9E) atingiu a assíntota, mesmo ainda que algumas demonstrem tendência à estabilização. A área de brejo de altitude mais visitada (Sítio Carro Quebrado, em Triunfo - PE) é uma exceção, pois apresenta tendência à estabilização (Figura 9D).

Este fato também se repete em ecossistemas tropicais da Costa Rica, onde a curva cumulativa de espécies não se estabilizou após 30 transectos percorridos nas áreas de estudos, utilizando os mesmos estimadores listados neste trabalho (Lindblad 2001); do Panamá, após cinco transectos (Gilbert *et al.*, 2002), da Amazônia brasileira, após 24 e 124 transectos (Gibertoni 2008, Gibertoni *et al.* 2015a, respectivamente) e da Mata Atlântica nordestina, após 110 transectos percorridos (Gibertoni *et al.* 2015b).



Figura 9 - Curvas cumulativas das espécies das áreas em geral analisadas neste estudo.



Fonte: Lira, 2016.

#### 4.2.1.2. FREQUÊNCIA RELATIVA DE ESPÉCIES

De acordo com a classificação de Rojas & Stephenson (2007), analisando as áreas como um todo, das 129 espécies registradas, sete (5%) foram classificadas como abundantes, 13 (10,07%) como comuns, 19 (14,72%) como ocasionais e 91 (70,54%) como raras. Nas áreas de brejo de altitude, das 112 espécies registradas, seis (5,35%) foram classificadas como abundantes, 12 como comuns (10,71%), 28 (25%) como ocasionais e 66 como raras (58,92%). Nas áreas de caatinga xerófila, nove espécies (13,63%) foram classificadas como abundantes, sete (10,60%) como comuns, 15 (22,72%) como ocasionais e 35 (53,03%) como raras. Nas áreas de caatinga xerófila preservada do Parque Nacional do Catimbau, seis espécies (2%) foram classificadas como abundantes, sete (28%) como comuns e nove (36%)

como ocasionais e nenhuma como rara. Já nas áreas antropizadas do PARNA Catimbau, seis espécies foram classificadas como abundantes (37,5%), uma (6,25%) como comum e nove (56,25%) como ocasionais e nenhuma como rara (Tabela 9).

Tabela 9 - Classificação das espécies de acordo com a frequência de coleta em cada uma das regiões analisadas. FG = Frequência nas áreas em geral, FB = Frequência nas áreas de brejo de altitude, FC = Frequência nas áreas de caatinga xerófila, FN = Frequência nas áreas nativas do PARNA Catimbau e FA = Frequência nas áreas antropizadas do PARNA Catimbau.

<b>Espécies</b>	<b>FG</b>	<b>FB</b>	<b>FC</b>	<b>FN</b>	<b>FA</b>
<i>Amauroderma exile</i>	R	R	-	-	-
<i>Amauroderma praetervisum</i>	O	C	-	-	-
<i>Amauroderma partitum</i>	R	R	-	-	-
<i>Amauroderma schomburgkii</i>	R	O	-	-	-
<i>Antrodiella murrilli</i>	R	R	-	-	-
<i>Antrodiella semisupina</i>	R	R	-	-	-
<i>Antrodiella versiculis</i>	O	O	-	-	-
<i>Auricularia fuscosuccinea</i>	R	R	-	-	-
<i>Auricularia mesentérica</i>	R	R	O	-	-
<i>Auricularia polytricha</i>	C	C	O	O	-
<i>Aurificaria luteoumbrina</i>	R	R	-	-	-
<i>Ceriporia alachuana</i>	R	-	R	-	O
<i>Ceriporia dentipora</i>	R	R	-	-	-
<i>Ceriporia spissa</i>	R	R	-	-	-
<i>Coltricia fragilissima</i>	R	-	R	-	-
<i>Coltricia hamata</i>	R	R	-	-	-
<i>Coltricia montagnei</i>	R	-	R	-	-
<i>Coltricia fragilissima</i>	R	-	R	-	-
<i>Coltricia montagnei</i>	R	-	R	-	-
<i>Daedalea aethalodes</i>	C	O	A	A	O
<i>Daedalea ryvaridenica</i>	O	O	O	-	-
<i>Datronia mollis</i>	R	R	-	-	-
<i>Datronia stereoides</i>	R	R	R	-	-
<i>Diplomitoporus globisporus</i>	R	R	-	-	-
<i>Diplomitoporus stramineus</i>	R	R	-	-	-
<i>Earliella scabrosa</i>	R	R	-	-	-
<i>Favolus tenuiculus</i>	R	R	R	-	-
<i>Flaviporus hydrophilus</i>	R	R	-	-	-
<i>Flavodon flavus</i>	O	O	R	-	O
<i>Fomes fasciatus</i>	R	O	-	-	-
<i>Fomitopsis cupreorosea</i>	R	R	-	-	-
<i>Fomitoporella umbrinella</i>	R	R	R	-	-
<i>Fomitiporia maxonii</i>	R	-	O	-	-
<i>Fomitopsis feei</i>	R	R	-	-	-
<i>Fomitopsis nivosa</i>	R	-	R	-	-

<b>Espécies</b>	<b>FG</b>	<b>FB</b>	<b>FC</b>	<b>FN</b>	<b>FA</b>
<i>Fulvifomes melleoporus</i>	R	O	R	-	-
<i>Funalia caperata</i>	A	A	C	-	O
<i>Funalia floccosa</i>	C	C	A	-	-
<i>Fuscoporia callimorpha</i>	O	O	-	-	-
<i>Fuscoporia contigua</i>	R	O	R	-	-
<i>Fuscoporia ferrea</i>	R	R	-	-	-
<i>Fuscoporia gilva</i>	A	A	A	C	-
<i>Fuscoporia undulata</i>	R	R	-	-	-
<i>Ganoderma australe</i>	R	R	-	-	-
<i>Ganoderma multiplicatum</i>	R	R	-	-	-
<i>Ganoderma orbiforme</i>	R	R	-	-	-
<i>Ganoderma perzonatum</i>	R	-	R	-	-
<i>Ganoderma resinaceum</i>	R	-	R	C	-
<i>Ganoderma stipitatum</i>	O	O	R	-	-
<i>Gloeoporus dichrous</i>	R	R	-	-	-
<i>Grammothele lineata</i>	C	O	C	A	-
<i>Grammothele subargentea</i>	R	-	R	O	-
<i>Hexagonia capillacea</i>	O	O	O	-	-
<i>Hexagonia hydroides</i>	A	A	A	A	A
<i>Hexagonia variegata</i>	C	O	A	C	O
<i>Humphreya coffeata</i>	R	R	-	-	-
<i>Inonotus calcitratus</i>	R	O	R	O	-
<i>Inonotus dentatus</i>	R	R	-	-	-
<i>Inonotus iodinus</i>	R	R	-	-	-
<i>Inonotus luteoumbrinus</i>	R	R	-	-	-
<i>Inonotus splitbergeri</i>	R	-	R	-	-
<i>Irpex lacteus</i>	R	R	-	-	-
<i>Junghuhnia carneola</i>	R	R	-	-	-
<i>Junghuhnia globospora</i>	R	R	-	-	-
<i>Lentinus berteroi</i>	C	A	C	O	O
<i>Lentinus velutinus</i>	R	-	R	-	-
<i>Lenzites stereoides</i>	A	A	R	-	-
<i>Loweporus tephroporus</i>	O	O	O	O	C
<i>Megasporoporia cavernulosa</i>	O	C	R	-	-
<i>Megasporoporia hexagonoides</i>	R	R	-	-	-
<i>Megasporoporia setulosa</i>	O	O	R	-	-
<i>Megasporoporiella amazonica</i>	O	O	R	-	O
<i>Megasporoporiella anoectopora</i>	O	R	O	-	-
<i>Microporellus obovatus</i>	O	C	-	-	-
<i>Naviporus sulcatus</i>	R	R	-	-	-
<i>Navisporus terrestris</i>	R	O	-	-	-
<i>Pachykytospora alabamae</i>	R	R	-	-	-

<b>Espécies</b>	<b>FG</b>	<b>FB</b>	<b>FC</b>	<b>FN</b>	<b>FA</b>
<i>Pachykytospora papyracea</i>	R	R	-	-	-
<i>Perenniporia centrali-africana</i>	A	A	A	A	A
<i>Perenniporia aurantiaca</i>	R	O	-	-	-
<i>Perenniporia detrita</i>	C	C	C	C	-
<i>Perenniporia martia</i>	R	R	-	-	-
<i>Perenniporia stipitata</i>	R	R	-	-	-
<i>Phellinus apiahynus</i>	R	-	R	-	-
<i>Phellinus baccharidis</i>	C	C	C	C	O
<i>Phellinus caryophylleus</i>	R	-	R	-	-
<i>Phellinus chryseus</i>	R	R	-	-	-
<i>Phellinus fastuosus</i>	R	R	R	-	-
<i>Phellinus grenadensis</i>	R	R	-	-	-
<i>Phellinus piptadeniae</i>	C	O	A	-	A
<i>Phellinus rimosus</i>	A	O	A	A	A
<i>Phellinus shaferi</i>	R	-	R	-	-
<i>Phellinus wahlbergii</i>	R	R	-	-	-
<i>Phylloporia chrysites</i>	R	R	O	-	-
<i>Phylloporia fruticum</i>	O	O	R	O	-
<i>Phylloporia pectinata</i>	R	R	-	-	-
<i>Phylloporia spathulata</i>	R	R	O	-	-
<i>Polyporus dictyopus</i>	C	C	O	O	-
<i>Polyporus grammocephalus</i>	R	O	-	-	-
<i>Polyporus ianthinus</i>	R	R	-	-	-
<i>Polyporus leprieurii</i>	C	C	O	-	-
<i>Polyporus philipinensis</i>	R	R	-	-	-
<i>Polyporus puttemansii</i>	R	R	-	-	-
<i>Polyporus tricholoma</i>	O	O	O	O	-
<i>Pycnoporus sanguineus</i>	A	C	A	A	A
<i>Rigidoporus lineatus</i>	O	O	-	-	-
<i>Rigidoporus microporus</i>	R	R	-	-	-
<i>Rigidoporus ulmarius</i>	R	R	-	-	-
<i>Rigidoporus vinctus</i>	R	R	-	-	-
<i>Schizopora flavipora</i>	C	C	O	C	-
<i>Schizopora paradoxa</i>	O	C	R	-	O
<i>Serpula costaricensis</i>	R	R	-	-	-
<i>Serpula similis</i>	R	R	-	-	-
<i>Trametes membranacea</i>	R	R	-	-	-
<i>Trametes modesta</i>	R	R	-	-	-
<i>Trametes pavonia</i>	C	O	C	C	A
<i>Trametes supermodesta</i>	R	R	O	-	-
<i>Trametes versicolor</i>	R	R	-	-	-
<i>Trametes villosa</i>	O	O	R	O	-
<i>Trichaptum biforme</i>	O	O	C	-	-

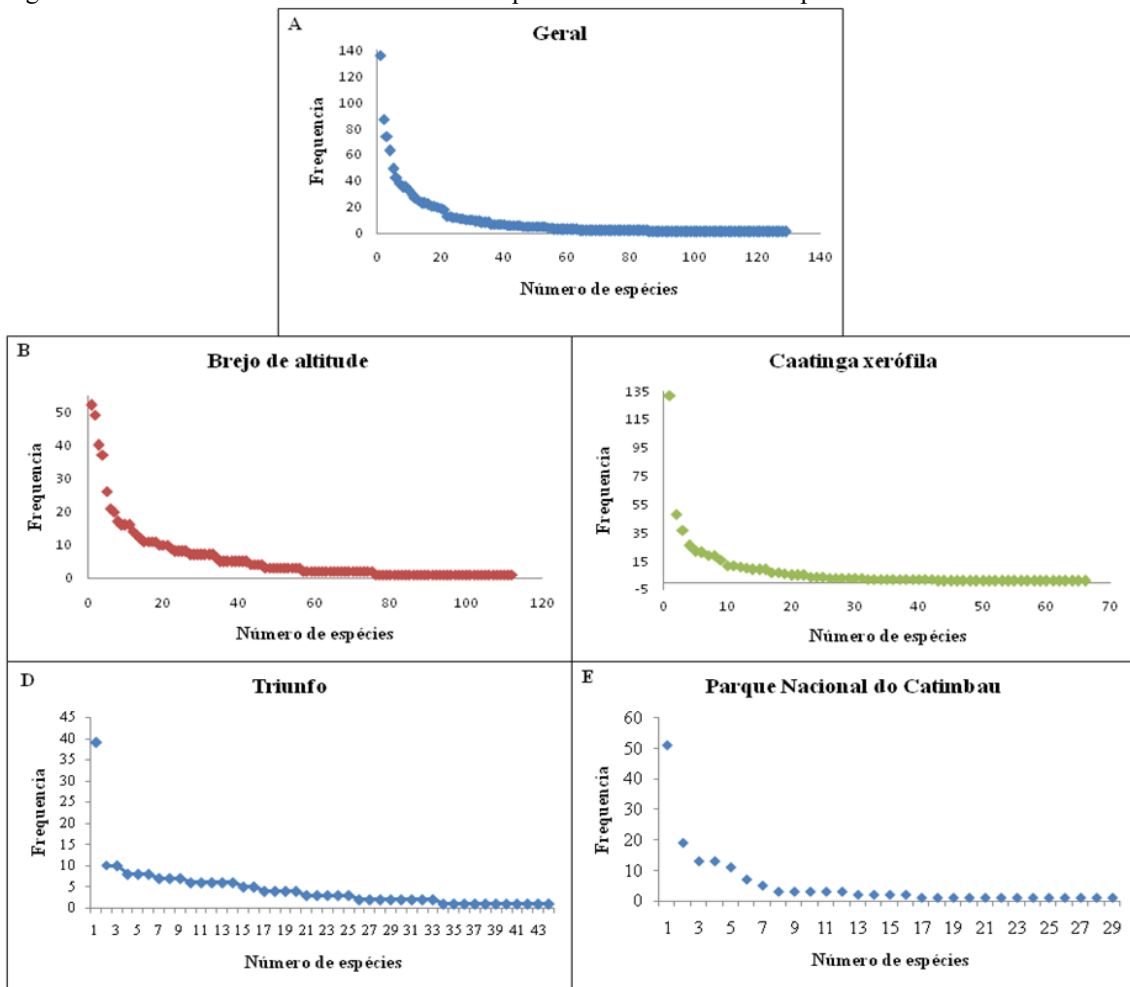
<b>Espécies</b>	<b>FG</b>	<b>FB</b>	<b>FC</b>	<b>FN</b>	<b>FA</b>
<i>Trichaptum byssogenum</i>	R	-	R	-	-
<i>Trichaptum deviatum</i>	R	R	-	-	-
<i>Trichaptum fumosoavellaneum</i>	R	-	R	-	-
<i>Trichaptum perrottetii</i>	R	R	O	-	-
<i>Trichaptum sector</i>	R	R	-	-	-
<i>Trichaptum sprucei</i>	R	-	R	-	-
<i>Tyromyces duracinus</i>	R	R	-	-	-
<i>Wrightoporia avellanea</i>	R	R	-	-	-

Fonte: Lira, 2016.

Nas áreas do PARNA Catimbau, não foi registrada nenhuma espécie rara provavelmente devido ao baixo número de espécimes coletados em comparação às outras regiões. Em todas as regiões analisadas (geral, Caatinga, Brejo e PARNA Catimbau), *Hexagonia hydroides* e *Perenniporia centrali-africana* foram classificadas como abundantes, sugerindo que estas espécies estejam bem adaptadas a qualquer uma das fitofisionomias. *Phellinus rimosus* e *Pycnoporus sanguineus* foram abundantes em todas as regiões, exceto nas áreas de brejo de altitude (onde foram ocasional e comum, respectivamente), sugerindo que as espécies estejam adaptadas a regiões xerófilas ou de condições extremas. Drechsler-Santos *et al.* (2010) mencionaram que *Phellinus rimosus* possui relação específica com *Poincianella microphylla* (Mart. ex G.Don) L. P. Queiroz e com espécies de *Fabaceae* relatadas, sendo a ocorrência do fungo relacionada com a disponibilidade do hospedeiro no ecossistema onde se encontra. *Poincianella microphylla* é amplamente distribuída em áreas sedimentares de caatinga xerófila e pouco encontrado em áreas de brejo de altitude (Rodal *et al.* 1998; Figueiredo *et al.* 2000). Já *Pycnoporus sanguineus* é associado a áreas abertas nos ecossistemas florestais e sugere-se que a espécie esteja adaptada a ambientes menos úmidos e/ou de altas temperaturas, tais como as áreas de caatinga xerófila (Lodge & Cantrell 1995). Estes parâmetros justificam a abundância desta espécie nas áreas de caatinga xerófila (Tabela 10 - FC, FN e FA).

Quatro espécies (*Datronia stereoides*, *Favolus tenuiculus*, *Fomitoporella umbrinella* e *Phellinus fastuosus*) foram classificadas como raras tanto em áreas de brejo de altitude quanto nas áreas de Caatinga onde ocorreram. As espécies são geralmente registradas em áreas úmidas (Ryvarden & Johansen 1980; Ryvarden & Gilbertson 1993, 1994; Nuñez & Ryvarden 1995), explicando a classificação rara nas áreas da Caatinga.

Figura 10 - Curvas baseadas na frequência relativa de espécies em cada área analisada.



Fonte: Lira, 2016.

A maioria das espécies deste estudo foi coletada poucas vezes durante as expedições a campo (Figura 10), resultando em curvas de abundância com o registro de várias espécies raras e/ou ocasionais e poucas espécies abundantes e/ou comuns e semelhantes às de trabalhos em outros ecossistemas tropicais (Lindblad 1998, 2001; Gilbert *et al.* 2002; Gibertoni *et al.* 2007; Gibertoni *et al.* 2015 a, b), sendo sugerido que as espécies raras se apresentem desta maneira devido às populações serem esparsas ou o habitat raro (Lindblad 1998, 2001; Gibertoni *et al.* 2007).

#### 4.2.1.3. RIQUEZA, ABUNDÂNCIA E COMPOSIÇÃO DE ESPÉCIES

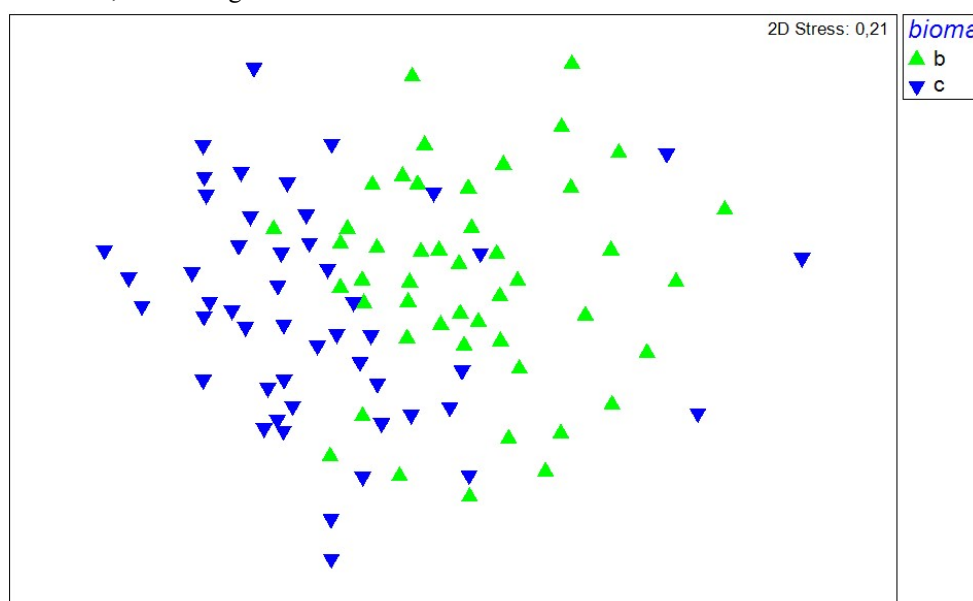
Comparando-se tanto a riqueza quanto a abundância de espécies entre as áreas de caatinga xerófila e as de brejo de altitude, os resultados dos testes de  $\chi^2$  mostraram que há diferença significativa entre esses valores, sendo coletados um maior número de espécies e espécimes nas áreas de brejo de altitude (Tabela 10). De acordo com os resultados de ANOSIM, foi observado que também há diferença significativa na composição das espécies entre as fitofisionomias ( $R_{GLOBAL} = 0,223$  e  $p = 0,0001$ , Figura 11).

Tabela 10 - Resultados dos testes de  $\chi^2$  comparando a riqueza e abundância entre as áreas de caatinga e brejos de altitude.  $\chi^2$  (crítico) = 3,481.

Caatinga x Brejo	$\chi^2$ (gl = 1)
Abundância	5,67
Riqueza	11,88

Fonte: Lira, 2016.

Figura 11 - Escalonamento Multidimensional (MDS) mostrando a diferença entre as fitofisionomias de estudo. b = brejos de altitude, c = caatingas xerófilas.



Entre as áreas preservadas e antropizadas do Parque Nacional do Catimbau, não houve diferença significativa na riqueza e na abundância de espécies, indicando que não há influencia das atividades antrópicas na ocorrência de *Agaricomycetes* poróides no local (Tabela 11).

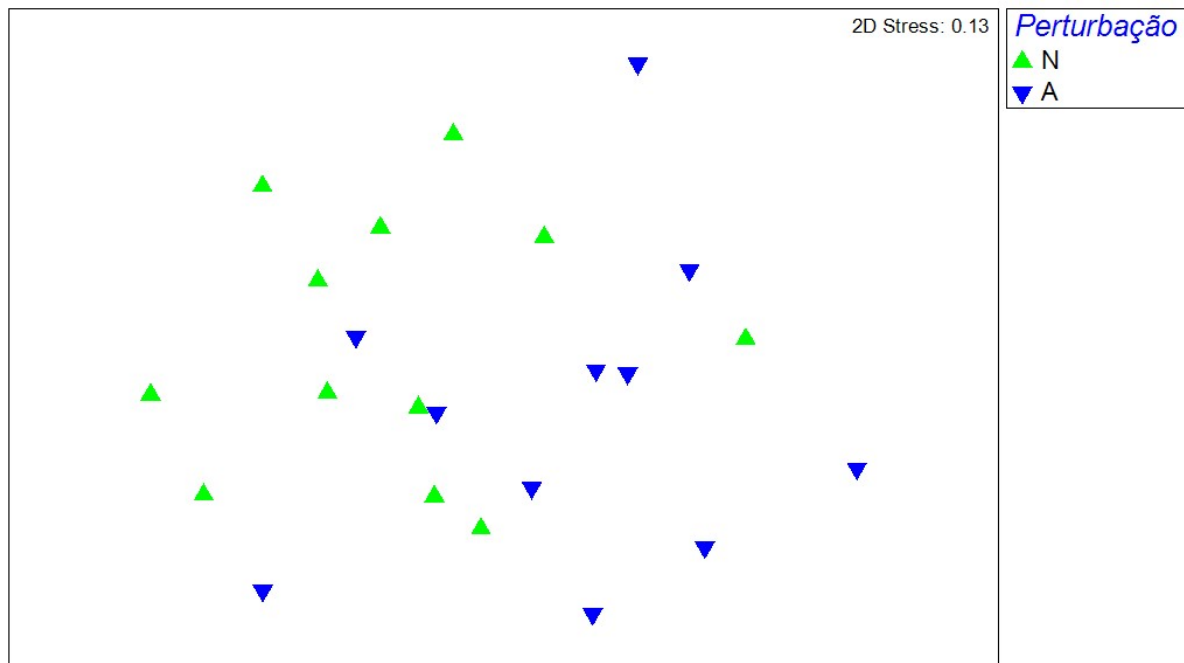
Tabela 11- Resultados dos testes de  $\chi^2$  comparando a riqueza e abundância entre as áreas preservadas e antropizadas do Parque Nacional do Catimbau.  $\chi^2$  (crítico) = 3,481.

PARNA Catimbau Preservada x Antropizada	$\chi^2$ (gl = 1)
Abundância	<b>0,00</b>
Riqueza	0,09

Fonte: Lira, 2016

Porém, os resultados da ANOSIM mostraram que existe uma diferença na composição de espécies entre as áreas ( $R_{\text{GLOBAL}} = 0,147$  e  $p = 0,02$ , Figura 12), indicando uma possível interferência da antropização.

Figura 12 - Escalonamento Multidimensional (MDS) mostrando a diferença entre as áreas nativas (N) e antropizadas (A) do PARNA Catimbau.



Fonte: Lira, 2016.

Apesar da importância dos fungos decompositores tais como os *Agaricomycetes* lignocelulolíticos, trabalhos sobre a distribuição e relações ecológicas destes em ambientes da Caatinga são escassos. Além disso, ainda não existem trabalhos focados unicamente na divulgação da riqueza de *Agaricomycetes* lignocelulolíticos na Caatinga. A mais recente contribuição é uma compilação dos dados presentes na Lista de Espécies da Flora do Brasil (Maia *et al.* 2015) que aponta a ocorrência de 999 espécies de fungos na Caatinga.

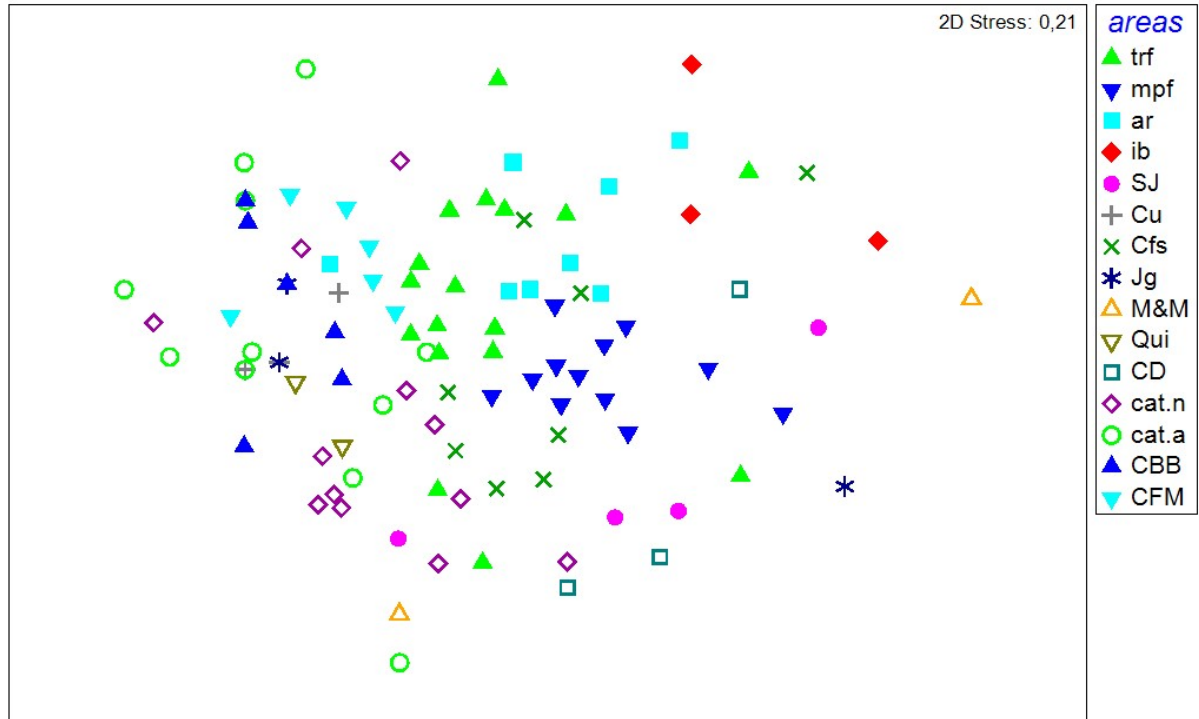
Como já mencionado anteriormente, até o momento eram registradas 90 espécies de *Agaricomycetes* lignocelulolíticos em áreas de Caatinga (Drechsler-Santos *et al.* 2008, 2009,



2010, Silveira 2010, Gibertoni *et al.* 2011, Baltazar *et al.* 2012, Drechsler-Santos *et al.* 2012a, b, Drechsler-Santos *et al.* 2013, Gibertoni *et al.* 2015, Gomes-Silva *et al.* 2015). No presente estudo, após 102 visitas a campo, houve um acréscimo considerável sobre o conhecimento da riqueza destes fungos mesmo quando considerados apenas os fungos poróides (76 deste trabalho em 83 poróides das listagens anteriores = 88%). Essa riqueza foi relativamente similar a outros trabalhos de distribuição de *Agaricomycetes* lignocelulolíticos poróides em outros ecossistemas brasileiros. Gibertoni *et al.* (2007) coletaram 91 espécies destes fungos em 13 áreas da Mata Atlântica nordestina, após 88 idas a campo. Gibertoni (2008) encontraram 96 espécies após quatro visitas a campo na Amazônia brasileira. Em manguezais de Pernambuco, Nogueira-Melo *et al.* (2014) registraram a ocorrência de 15 espécies desses fungos após 32 expedições. Também na Amazônia brasileira, Gibertoni *et al.* (2015a) coletaram 153 espécies de *Agaricomycetes* poróides após 124 amostragens em campo, durante cinco anos. Na Mata Atlântica costeira e brejos de altitude do Nordeste brasileiro, Gibertoni *et al.* (2015b) encontraram 138 espécies após 110 expedições em 11 áreas de coleta.

Analisando a composição de espécies entre as áreas individualmente, os resultados demonstraram que elas diferem uma das outras ( $R_{\text{GLOBAL}} = 0,424$  e  $p = 0,0001$ , Figura 13), indicando que não é possível avaliar a comunidade de fungos em áreas da Caatinga visitando-se apenas uma área no ecossistema. Para as análises das áreas individualmente, não foi possível realizar testes de  $\chi^2$  devido à baixa quantidade de amostras, o que poderia levar a erros de amostragens e tendenciar os resultados.

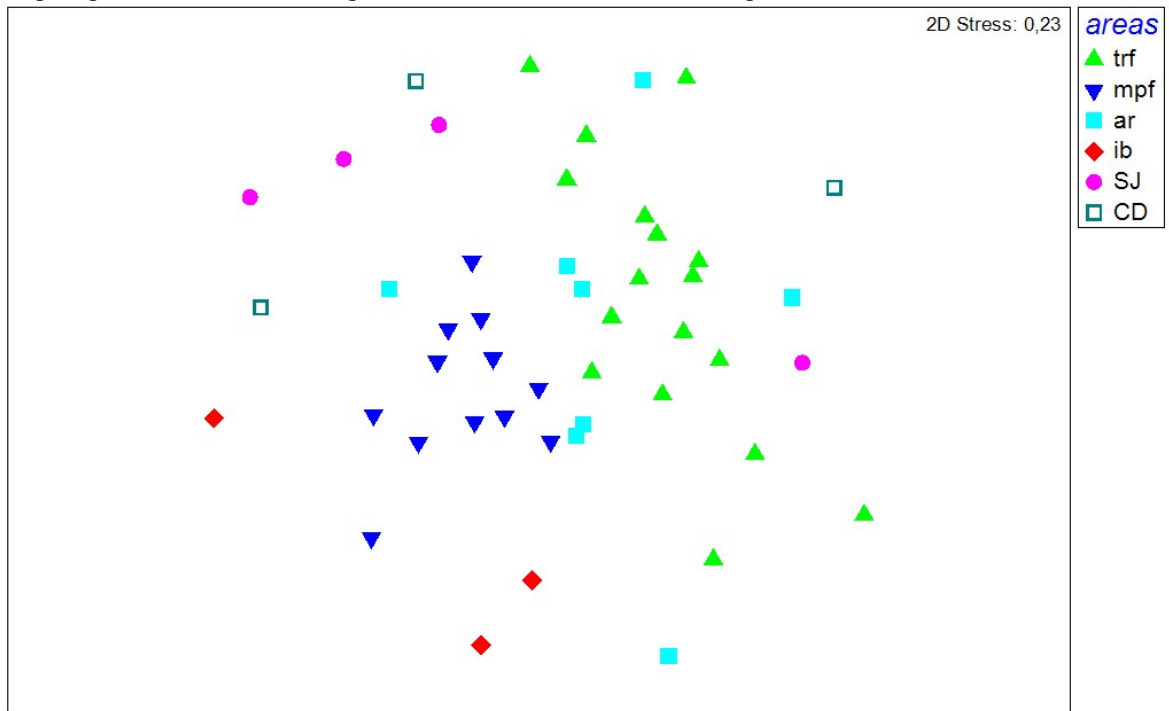
Figura 13 - Escalonamento Multidimensional (MDS) mostrando a diferença entre as áreas individualizadas. trf = Triunfo/Sítio Carro Quebrado, mpf = Mata do Pau-Ferro, ar = Floresta Nacional do Araripe-Apodi, IB = Serra de Ibiapaba, SJ = Serra da Jibóia, Cu. = Curaçá, Cfs = Serra das Confusões, Jg = Jaguaribe/ Parque Nacional da Furna Feia, M&M = Maracás e Milagres, Qui. = Quixadá, CD = Chapada da Diamantina, cat.n = Parque Nacional do Catimbau (área nativa), cat.a = Parque Nacional do Catimbau (área antropizada), CBB = Cabrobó Barro Branco, CFM = Cabrobó Fazenda Mosquito.



Fonte: Lira, 2016.

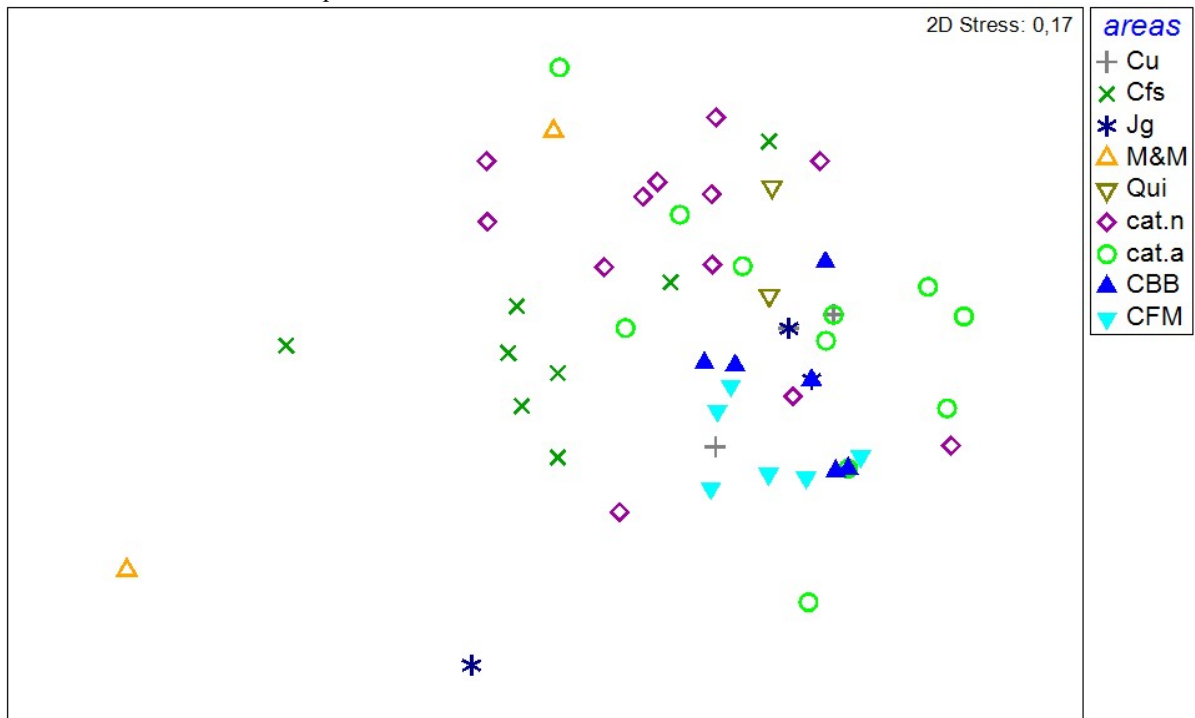
O mesmo foi observado quando foram analisadas individualmente somente as áreas de brejos de altitude ( $R_{GLOBAL} = 0,523$  e  $p = 0,0001$ , Figura 14) e somente as áreas de caatinga xerófila ( $R_{GLOBAL} = 0,237$  e  $p = 0,0003$ , Figura 15).

Figura 14 - Escalonamento Multidimensional (MDS) mostrando a diferença entre as áreas de brejo individualizadas. trf = Triunfo/Sítio Carro Quebrado, mpf = Mata do Pau-Ferro, ar = Floresta Nacional do Araripe-Apodi, IB = Serra de Ibiapaba, SJ = Serra da Jibóia, CD = Chapada da Diamantina



Fonte: Lira, 2016.

Figura 15 - Escalonamento Multidimensional (MDS) mostrando a diferença entre as áreas de caatingas xerófilas individualizadas. Cu. = Curaçá, Cfs = Serra das Confusões, Jg = Jaguaribe/ Parque Nacional da Furna Feia, M&M = Maracás e Milagres, Qui. = Quixadá, CD = Chapada da Diamantina, cat.n = Parque Nacional do Catimbau (área nativa), cat.a = Parque Nacional do Catimbau (área antropizada), CBB = Cabrobó Barro Branco, CFM = Cabrobó Fazenda Mosquito.



Fonte: Lira, 2016.

No Brasil, ainda existem poucos trabalhos sobre análises de diversidade de espécies de *Agaricomycetes* nos ecossistemas em que se encontram. Na Caatinga, Drechsler-Santos *et al.* (2010) verificaram uma alta similaridade em relação à riqueza de *Hymenochaetaceae* entre áreas preservadas e antropizadas do Parque Nacional do Catimbau. Desse modo, sugerem que as ações antrópicas no local não interferem na riqueza de espécies destes fungos. Os resultados desses autores diferem dos encontrados no presente trabalho e pode ser explicada pelo grupo de fungos estudado. Em Drechsler-Santos *et al.* (2010), as análises foram focadas apenas em uma família (*Hymenochaetaceae*), enquanto no presente trabalho, todos os *Agaricomycetes* lignocelulolíticos poróides coletados foram utilizados para as análises estatísticas.

Em duas formações vegetais secas da Costa Rica, Lindblad (2001) observou uma alta similaridade entre as comunidades de fungos lignícolas. Porém, as áreas estudadas em seu trabalho apresentaram riqueza de espécies vegetais similares entre si, podendo este fator também ter influenciado nos resultados de similaridade entre a composição destes fungos.

Em áreas da Mata Atlântica costeira nordestina, Gibertoni *et al.* (2007) indicaram que a conservação das áreas estudadas influenciou a similaridade dos fungos entre essas áreas, similar ao presente estudo. Gibertoni *et al.* (2015b) encontraram diferenças significativas na composição de espécies entre áreas de brejos de altitude e de Mata Atlântica costeira, também similar aos resultados do presente trabalho, mas as distinções foram detectadas apenas por PERMANOVA e não por ANOSIM. Quando as áreas foram analisadas individualmente entre si, as comunidades se mostraram distintas, assim como encontrado neste trabalho. A similaridade encontrada por Gibertoni *et al.* (2015b), mesmo que não muito alta, foi parcialmente explicada pela distância entre as áreas.

No presente trabalho, todas as comunidades de *Agaricomycetes* lignocelulolíticos (de modo geral, entre brejo de altitude e caatinga, entre áreas de brejos analisadas individualmente, de caatinga xerófila individualizadas e entre áreas antropizadas e preservadas do PARNA Catimbau) se mostraram distintas entre si. Entretanto, Clarke e Warwick (1994) determinam que comunidades dissimilares entre si apresentam valores de  $R_{GLOBAL} > 0,5$ . Assim, os resultados do presente estudo confirmam que os ambientes avaliados são diferentes de acordo com a composição das espécies, porém pertencem à mesma comunidade (Caatinga), com exceção das áreas de brejo de altitude.

Essa diferença na composição de espécies de *Agaricomycetes* lignocelulolíticos nas áreas estudadas pode ser explicada também por ações antrópicas, como indicado em Gibertoni *et al.* (2007). Por exemplo, o Sítio Carro Quebrado, em Triunfo – PE, nunca sofreu influência antrópica nas áreas em que os transectos foram percorridos (comunicação pessoal), enquanto o Parque Estadual Mata do Pau-Ferro, em Areia – PB é considerado o brejo paraibano mais impactado da região, pois sofreu com o desmatamento das espécies preservadas para o plantio de cana-de-açúcar. Atualmente, a área é protegida e não sofre impacto antrópico desde 1992 (Barboa *et al.* 2004; Silva *et al.* 2006).

Além do estado de conservação, as condições ambientais distintas nesses ecossistemas, tais como fisionomia vegetal, regime de chuvas, solo, entre outros, afetam tanto a comunidade de *Agaricomycetes* lignocelulolíticos quanto as de plantas e animais (Cavalcanti & Tabarelli, 2004; Ferraz & Rodal 2006; Pereira *et al.* 2010; Rodal & Nascimento 2006; Rodal & Sales 2005, 2007; Rodal *et al.* 2008).

Sendo assim, de acordo com os resultados deste estudo, fatores antrópicos e condições ambientais aparentemente atuam na composição de espécies nas áreas estudadas. Adicionalmente, os resultados demonstram a necessidade de realizar coletas em várias áreas da Caatinga, mesmo as localizadas em uma mesma fitofisionomia, para se obter uma melhor amostragem da diversidade, uma vez que estas áreas são relativamente distintas entre si.

#### **4.2.2. Pluviosidade**

Considerando as áreas como um todo, 623 espécimes distribuídos em 91 espécies foram registrados na estação seca, enquanto 710 espécimes distribuídos em 99 espécies foram coletados na estação chuvosa. Nas áreas de caatinga como um todo, 274 espécimes correspondentes a 41 espécies foram coletados no período seco. Já no período chuvoso, foram coletados 294 espécimes correspondentes a 54 espécies. Nas áreas de brejo de altitude, foram coletados 381 espécimes os quais corresponderam a 88 espécies no período de seca e no período de chuva foram coletados 329 espécimes correspondentes também a 88 espécies. No Parque Nacional do Catimbau, dos 166 espécimes coletados, 72 ocorreram do período seco e corresponderam a 36 espécies, enquanto 94 foram coletados do período chuvoso e corresponderam a 33 espécies.

Os testes de  $\chi^2$  mostraram que houve diferença significativa apenas na abundância quando foram analisadas as áreas como um todo, ocorrendo mais espécimes no período chuvoso. Já os resultados de ANOSIM revelaram que não há diferenciação na composição de espécies entre as estações seca e chuvosa nas áreas de Caatinga estudadas (Tabela 12). Isso indica que há pouca ou nenhuma interferência da pluviosidade na riqueza, na abundancia e na composição de *Agaricomycetes* poróides na Caatinga.

Tabela 12 - Resultados dos testes de  $\chi^2$  e de ANOSIM comparando a riqueza e abundância entre as áreas de caatinga e brejo e entre as áreas preservadas e antropizadas do Parque Nacional do Catimbau considerando a pluviosidade nessas regiões.  $\chi^2$  (crítico) = 3,481.

		$\chi^2$ (gl = 1)	ANOSIM	
			R	P
Abundância	Brejo x Caatinga	5,67	-0,007	0,57
	Caatinga Geral	0,70	-0,049	0,78
	Brejo Geral	3,80	-0,054	0,88
	PARNA Catimbau	2,91	-0,114	0,95
Riqueza	Brejo x Caatinga	0,004	0,012	0,27
	Caatinga Geral	1,77	0,022	0,36
	Brejo Geral	0,00	-0,049	0,80
	PARNA Catimbau	0,13	0,012	0,42

Fonte: Lira, 2016.

Lodge e Cantrell (1995) observaram, em florestas tropicais, uma maior abundância de fungos decompositores de madeiras, tais como os *Agaricomycetes*, em locais com maior umidade. Os autores também sugerem que provavelmente há espécies destes fungos adaptadas a ambientes secos. Em 2001, Lindblad (2001) observou uma maior ocorrência de fungos poróides e corticioides na estação chuvosa em três tipos florestais na Costa Rica. Porém, quando analisadas separadamente, a floresta seca apresentou maior ocorrência destes fungos após o período chuvoso, enquanto as duas florestas úmidas (com graus diferentes de umidade) apresentaram maior diversidade após o período seco. No Brasil, em estudos na Mata Atlântica do Nordeste brasileiro, Gibertoni *et al.* (2007) observaram maior ocorrência de *Aphylllophorales* (atuais *Agaricomycetes*) na estação seca após picos de umidade, indicando que, provavelmente, há um nível mínimo de umidade para o desenvolvimento dos basidiomas. Na Caatinga, Drechsler-Santos *et al.* (2010) verificaram que a ocorrência de táxons de *Hymenochaetaceae* não foi influenciada pela pluviosidade e sugerem que estão adaptados à umidade dos hospedeiros e não respondem à do ambiente. Recentemente, Gibertoni *et al.* (2015) observaram que não houve influencia da pluviosidade na composição

de espécies de *Agaricomycetes* poróides entre áreas de brejo de altitude e Mata Atlântica costeira e explicam que essa similaridade se dá devido ao regime de chuva semelhante entre essas áreas.

No presente trabalho, considera-se que os representantes de *Agaricomycetes* estejam adaptados ao ambiente seco e a distribuição não é condicionada pela influência da umidade no ambiente.

#### 4.3. ANÁLISE DOS DADOS MOLECULARES

Devido ao grande número de coletas de representantes de *Perenniporia* e *Dichomitus*, estes gêneros foram selecionados para os estudos filogenéticos neste trabalho.

Adicionalmente, durante as análises morfológicas dos materiais coletados, uma nova foi encontrada e identificada inicialmente como *Datronia*, porém, análises filogenéticas deste material foram realizadas e foi visto que o mesmo trata-se de uma nova espécie de *Datroniella*.

##### 4.3.1. *Datroniella* B.K. Cui, Hai J. Li & Y.C. Dai

Espécies de *Datronia* Donk. *sensu lato* são caracterizadas pelo basidioma efuso-reflexo, superfície abhimenial marrom ou preta, tomentosa ou glabra, sistema hifálico ditrimítico com hifas generativas com grampos de conexão, basidiosporos cilíndricos, hialinos, com parede fina e lisa, sem reação em Melzer (Ryvarden & Gilbertson 1993; Núñez & Ryvarden 2001). É um gênero cosmopolita que atualmente engloba oito espécies, quatro delas registradas no Brasil [*D. decipiens* (Bres.) Ryvarden, *D. mollis* (Sommerf.) Donk, *D. scutellata* (Schwein.) Gilb. & Ryvarden e *D. stereoides* (Fr.) Ryvarden] (<http://www.indexfungorum.org>; Ryvarden 1987; 1988; Núñez & Ryvarden 2001; Robledo *et al.* 2006, Hattori & Sotome 2013; Gugliotta *et al.* 2015).

Li *et al.* (2014) revelaram que *Datronia sensu lato* é formado por três clados distantemente relacionados: 1) *Datronia s. s.* é formado pela espécie tipo *D. stereoides* e por *D. mollis*; 2) *Datroniella* B.K. Cui, Hai J. Li & Y.C. Dai é um gênero novo morfológicamente caracterizado pelos pequenos basidiomas pileados a efuso-reflexo ou raramente ressupinados, superfície abhimenial marrom a preta e himenial pálida, sistema hifálico dimítico com

grampos de conexão, hifas esqueléteas ramificadas e que escurecem em KOH, cistidiolos variavelmente presentes e basidiosporos cilíndricos, hialinos, com parede fina e lisa, sendo composto por *Datroniella melanocarpa*, *Datroniella scutellata* (espécie tipo), *Datroniella subtropica*, *Datroniella tropica* e *Datroniella tibetica*; e 3) *Neodatronia* B.K. Cui, Hai J. Li & Y.C. Dai, mais um gênero novo que engloba *N. gaoligongensis* e *N. sinensis* (espécie tipo), caracterizadas por apresentarem basidioma ressupinado, superfície himenial pálida e frágil quando seca, sistema hifálico dimítico com grampos de conexão e hifas esqueléteas ramificadas e escurecidas em KOH, presença de dendrohifídios, ausência de cistídios e basidiosporos cilíndricos, hialinos, e com parede fina e lisa.

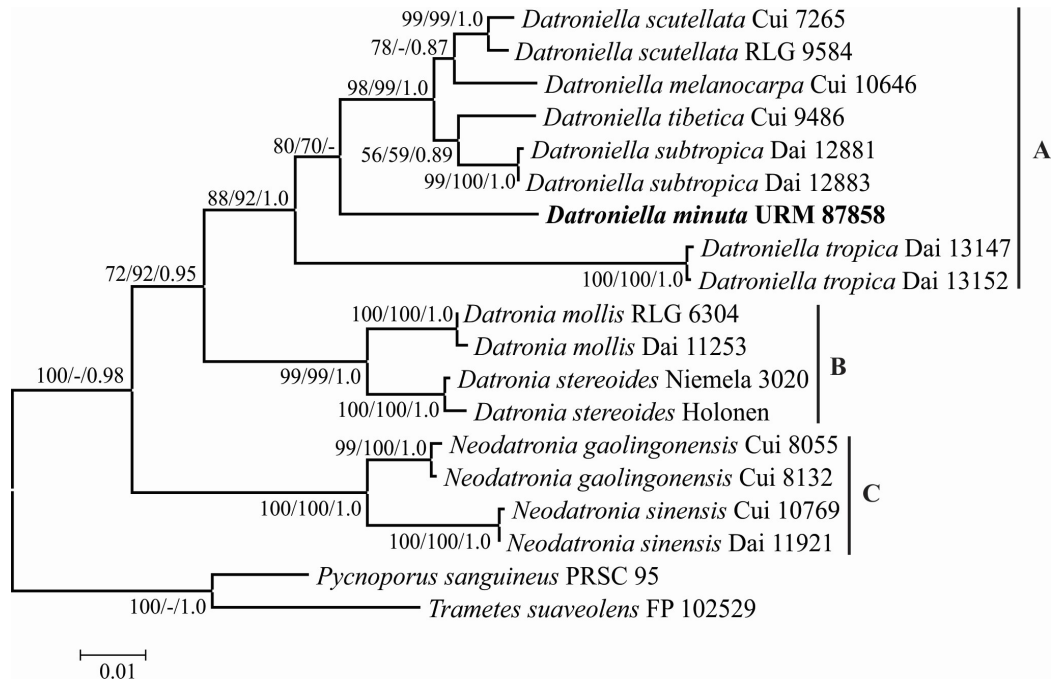
No presente trabalho, um espécime do grupo foi coletado na Serra de Ibiapaba – CE, área de brejo de altitude, e inicialmente identificado morfológicamente como uma nova espécie de *Datronia* (URM 87858).

A matriz de dados das regiões ITS e LSU combinadas, contendo quatro sequências de *Datronia*, nove de *Datroniella*, quatro de *Neodatronia* e duas de *Trametes* como grupo externo (Tabela 2), incluiu 1880 sítios. Destes, 1514 foram caracteres constantes e 366 variáveis, sendo 296 parcimoniosos informativos.

Os resultados das análises filogenéticas geradas a partir dos métodos de Máxima Verossimilhança (MV), Máxima Parcimônia (MP) e Inferência Bayesiana (BA) demonstraram pequenas divergências nos valores de suporte estatístico e topologias bastante semelhantes, sendo a árvore de MV selecionada como melhor hipótese filogenética a ser apresentada (Figura 16).



Figura 16 - Reconstrução filogenética de *Datronia*, *Datroniella* e *Neodatronia* baseada no alinhamento combinado das regiões ITS e LSU. Valores de *bootstrap* (%) gerados por MV, MP e de probabilidade posterior por BA, respectivamente. Estabilidade dos clados foram calculados de MP e ML ( $\geq 50\%$ ) e BA ( $\geq 0.70$ ). O espécime marcado em negrito foi a sequenciado para este estudo.



Fonte: Lira, 2016

A partir da árvore baseada em sequências ITS e LSU combinadas (Figura 16), três clados (A, B e C) foram considerados, representando os gêneros monofiléticos e distintos *Datroniella* (A), *Datronia* (B) e *Neodatronia* (C), agrupados com alto suporte estatístico. Resultados similares foram observados por Li *et al.* (2014) com base em táxons asiáticos.

No clado A, estão dispostas as sequências de cinco espécies já descritas de *Datroniella*, provenientes de espécimes da Ásia e dos Estados Unidos e também a da nova espécie *Datroniella minuta* Lira & Ryvardeen, proveniente do presente estudo.

No clado B, dispõem-se as espécies de *Datronia mollis* e *Datronia stereoides*. Já no clado C, estão agrupadas as espécies de *Neodatronia gaolingonensis* e *N. sinensis*, bem como já mostrado no trabalho de Li *et al.* (2014).

## TAXONOMIA

***Datroniella minuta* Lira & Ryvardeen, *sp. nov.***

Figura 17

**Mycobank:** MB 816069

**Holotipo:** BRASIL, Ceará: Tianguá, Serra de Ibiapaba, 19/IV/2012, CL 787 (URM 87858), acesso GenBank: KX584448

**Etimologia:** *minuta*: refere-se aos minúsculos basidiomas.

Basidioma anual, pileado, cupulado, minúsculo, até 1 cm de largura, 2 mm na base. Superfície abhimenial glabra, azonada, lisa, cortiça, marrom avermelhado a marrom escuro (52 buff, 19 bay, 16 cigar brown). Margem estéril, fina, um pouco involuta quando seca, mais clara que a superfície abhimenial, creme a cortiça (6 F a 52 buff), até 1 mm de largura, as vezes com estrias longitudinais. Superfície himenial ocre a café com leite (52 buff a 32 clay buff), dissepimento fino, inteiro, poros redondos, 2–3/mm. Contexto pálido, cor de cortiça (31 vinaceous buff a 52 buff), até 1,5 mm de comprimento. Tubos concolor com o contexto, até 0,5 mm de comprimento. Sistema hifálico trimítico, hialino, IKI-, hifas generativas com grampos de conexão, 2,5-3 µm de largura, hifas esqueléteas retas ou com poucas ramificações dicotômicas, de 3-4 µm de largura, hifas conectivas finas e ramificadas 2-2,5 µm de largura. Dendrohidídios, cistídios e cistidiolos ausentes. Basídios cilíndricos, clavados, com quatro esterigmas, com grampo de conexão na base, um pouco colapsados, 12,5-15 x 4-5 µm. Basidiosporos hialinos, parede fina, lisa, apiculados, cilíndricos, com alguns gútulas no interior, ápice obtuso, IKI-, 9 -10(11) x 3(4) µm.

**Comentários:** *Datroniella minuta* é caracterizada macroscopicamente por seus basidiomas pequenos, avermelhados a marrom escuro, margem mais clara que a superfície abhimenial e levemente involuta quando seca. Microscopicamente, caracteriza-se pelos basidiosporos cilíndricos, apiculados e com ápice obtuso. A espécie é um pouco semelhante a *D. melanocarpa*, porém esta possui basidiomas aplanados e negros e sistema hifálico trimítico (Tabela 13) (Li *et al.* 2014).

Tabela 13 - Principais características morfológicas das espécies de *Datroniella* (atualizado de Li *et al.* 2014).

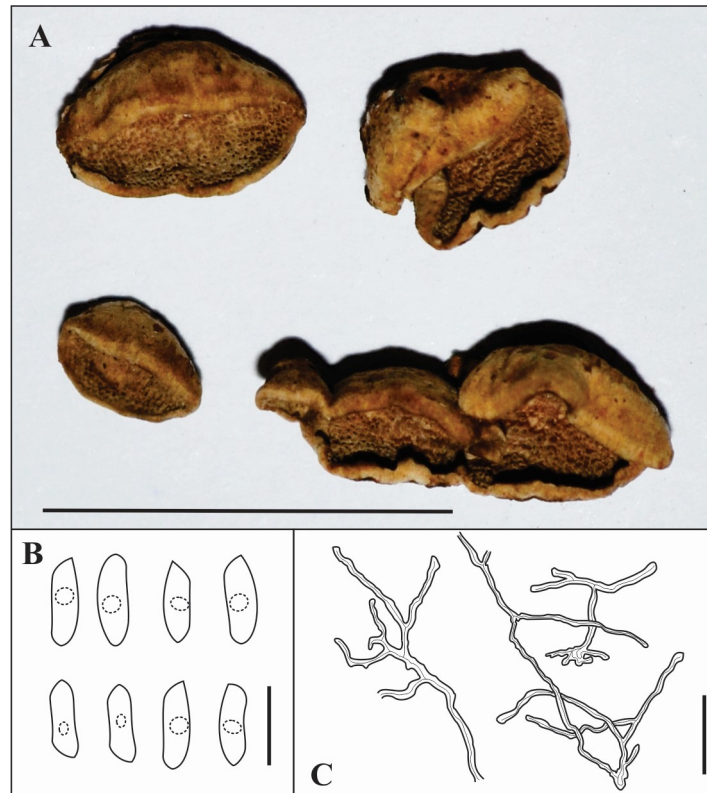
Espécies	Poros/mm	Basidioma	Basidiosporos (µm)	Cistidiolos
<i>D. minuta</i>	2-3	Pileado	9-10(11) x 3(4)	-
<i>D. melanocarpa</i>	2-3	Pileado	8.8-11 x 3-4	+
<i>D. subtropica</i>	6-8	Efuso-reflexo/Pileado	6.8-8 x 2-2.7	+
<i>D. tibetica</i>	4-6	Efuso-reflexo/Pileado	8-10.2 x 2.5-3	-
<i>D. tropica</i>	5-7	Efuso-reflexo	8-9.8 x 2.5-3.5	+
<i>D. scutellata</i>	3.5-5	Efuso-reflexo/Pileado	7.8-9.2 x 3-3.6	-

Fonte: Lira, 2016.

**Chave para espécies de *Datroniella* (atualizado de Li *et al.* 2014)**

1 Poros 2-3/mm .....	2
1' Poros 3-8/mm .....	3
2 Basidioma cupulado, basidiosporos 9-10(11) × 3(4) μm .....	<i>D. minuta</i>
2' Basidioma aplanado, basidiosporos (8,7)8,8–11 × (2,9) 3–4 μm .....	<i>D. melanocarpa</i>
3 Basidiosporos 6,8–8 μm .....	<i>D. subtropica</i>
3' Basidiosporos > 8 μm .....	4
4 Cistidiólos ausentes .....	<i>D. tibetica</i>
4' Cistidiólos presentes .....	5
5 Poros 3,5–5/mm .....	<i>D. scutellata</i>
5' Poros 5–7/mm .....	<i>D. tropica</i>

Figura 17 – *Datroniella minuta* Lira & Ryvardeen (Holótipo). **A** – Basidioma (tipo). **B** - Basidiosporos. **C** – Hifas arboriformes. Escala: A = 1 cm; B e C = 10 µm.



Fonte: Lira, 2016.

#### 4.3.2. *Dichomitus* D.A. Reid

As espécies que compõem o gênero *Dichomitus sensu lato* caracterizam-se por apresentar basidiomas ressupinados a pileados, perenes ou anuais, sistema hifálico dimítico com grampos de conexão, hifas esqueléteas arboriformes e variavelmente dextrinóides, ausência de cystídios e basidiosporos grandes, cilíndricos a oblongo-elipsóides, hialinos, lisos e de parede fina (Ryvarden 1991; Masuka & Ryvarden 1999). É um grupo de ampla distribuição global, causador de podridão branca e composto por 30 espécies de modo geral (<http://www.mycobank.org/Mycotaxo.aspx>; Masuka & Ryvarden 1999), nove delas com distribuição neotropical (Gomes-Silva *et al.* 2012c) e sete registradas no Brasil (*D. amazonicus* Gomes-Silva, Ryvarden & Gibertoni, *D. anoetoporus* (Berk. & M.A. Curtis) Ryvarden, *D. campestris* (Quél.) Domanski & Orlicz, *D. cavernulosus* (Berk.) Masuka & Ryvarden, *D. citricremeus* Masuka & Ryvarden, *D. cylindrosporus* Ryvarden, *D. setulosus*

(Henn.) Masuka & Ryvardeen) (<http://inct.splink.org.br/>; Gomes-Silva *et al.* 2012c ; Gugliotta *et al.* 2015).

*Megasporoporia* Ryvardeen & J.E. Wright tem sido relacionado a *Dichomitus* devido ao basidioma, estruturas das hifas e basidiosporos similares, porém distinto morfológicamente pela presença de hifas dextrinóides, cristais e medas. Alguns autores os consideram sinônimos ou *Megasporoporia* como um grupo artificial, pois não consideram estes caracteres morfológicos suficientes para distinção entre gêneros (Masuka & Ryvardeen 1999; Robledo & Rajchenberg 2007; Gomes-Silva *et al.* 2012c). Outros autores, entretanto, consideram *Megasporoporia* como um gênero independente e tropical, diferenciado morfológicamente, mas intimamente relacionado com as espécies temperadas de *Dichomitus* (Dai & Wu 2004; Zhou & Dai 2008; Du & Cui 2009).

Li *et al.* (2013), baseados em sequências de ITS e LSU, consideraram *Dichomitus* e *Megasporoporia* como gêneros distintos. Contudo, segregaram de *Megasporoporia s.l.* dois novos gêneros: 1) *Megasporia* B.K. Cui, Y.C. Dai & Hai J. Li, formado por sete espécies (*Megasporia cystidiolophora*, *Megasporia ellipsoidea*, *Megasporia guangdongensis*, *Megasporia hengduanensis*, *Megasporia hexagonoides* - tipo, *Megasporia major* e *Megasporia violacea*); e 2) *Megasporoporiella* B.K. Cui, Y.C. Dai & Hai J. Li que agrupa cinco espécies (*Megasporoporiella cavernulosa* - tipo, *Megasporoporiella lacerata*, *Megasporoporiella pseudocavernulosa*, *Megasporoporiella rhododendri*, *Megasporoporiella subcavernulosa*). Segundos os autores, em *Megasporoporia s. s.* agrupam-se espécies com hifas esqueléteas fortemente dextrinóides, raramente ramificadas, com medas presentes e sem dendrohidídeos, enquanto as espécies de *Megasporia* não apresentam medas e possuem cistidíolos. Já os representantes de *Megasporoporiella* possuem poros grandes (1,5 – 4/mm), hifas esqueléteas predominantes na trama e produzem cristais no himênio. Os próprios autores dos gêneros afirmam que não existem características suficientemente esclarecedoras para diferenciá-los morfológicamente e que as características morfológicas mais importantes a serem observadas são o tamanho dos poros, morfologia dos basidiosporos, sistema hifálico e a reação dextrinóides das hifas esqueléteas. A presença de dendrohidídeos, medas, cistidíolos e cristais também são importantes para a identificação das espécies desses gêneros, entretanto, esses caracteres surgiram várias vezes durante a evolução de *Megasporoporia s.l.* e não são indicadores estáveis das relações filogenéticas entre as espécies Li *et al.* (2013) relatadas.

No presente trabalho, foi extraído DNA genômico de 41 basidiomas identificados como *Dichomitus s.l.*, sendo quatro provenientes de amostras herborizadas e as demais de basidiomas cujos fragmentos foram mantidos em freezer (-20° C) até o início do processo de extração. Do total, de 14 amostras não foi obtido DNA em qualidade satisfatória para os processos de amplificação. Em 27 das amostras em que foi extraído DNA genômico de boa qualidade, três destas provenientes do Herbário URM, foi possível obter sequências de rDNA para região ITS e/ou LSU em 17 delas. Nas amostras 10 restantes, o DNA genômico foi extraído, mas não foram obtidas sequências de boa qualidade para as análises filogenéticas (Tabela 14).

Tabela 14 – Lista dos espécimes de *Dichomitus s. l.* cuja extração do DNA genômico foi bem sucedida, região de coleta, domínio e região seqüenciada com sucesso. AM = Amazônia, CA = Caatinga, MA = Mata Atlântica, N = Norte, NE = Nordeste, T = espécime Tipo. Os vouchers marcados com \* são os das amostras provenientes do Herbário URM. Os espécimes marcados com + ainda não tiveram suas sequências depositadas no GenBank.

Amostra		Identificação prévia/atualizada	Região	Domínio	Sequenciamento	
Nº de coleta	URM				ITS	LSU
630	83930	<i>D. amazonicus/Megasporoporiella variabilicolor</i>	NE	CA	KX584454	KX619569
677	85601	<i>D. amazonicus/M. amazonica</i>	NE	CA	KX584456	KX619579
	83964*	<i>D. amazonicus/-</i>	NE	CA	contaminado	
	83054*	<i>D. amazonicus (T)/M. amazonica</i>	N	AM	contaminado	
600	83838	<i>D. anoetoporus/M. anoetopora</i>	NE	CA	+	KX619572
350	83274	<i>D. anoetoporus/-</i>	NE	CA	-	-
525	83837	<i>D. anoetoporus</i>	NE	CA	-	KX619583
624	83982	<i>D. cavernulosus/M. variabilicolor</i>	NE	CA	KX584452	KX619571
CL694	83980	<i>D. cavernulosus/-</i>	NE	CA	-	-
NM472	86249	<i>D. cavernulosus/M. variabilicolor</i>	NE	MA	KX584455	KX619581
AS562	86947	<i>D. cavernulosus/M. anoetopora</i>	N	AM	KX584457	KX619577
AS67	83867	<i>D. cavernulosus/M. cavernulosa</i>	N	AM	KX584459	KX619582
	83928*	<i>D. cavernulosus/M. anoetopora</i>	NE	CA	KX584458	KX619580
	83809*	<i>D. cavernulosus/-</i>	NE	CA	-	-
1080	85680	<i>D. setulosus/-</i>	NE	CA	-	-
934	85679	<i>D. setulosus/Megasporoporia setulosa</i>	NE	CA	KX584460	-
628	85113	<i>D. setulosus/Megasporoporia setulosa</i>	NE	CA	+	-
CL206	84769	<i>D. sp./M. variabilicolor</i>	NE	CA	KX584451	KX619570
958		<i>D. sp./-</i>	NE	CA	-	-
1100	88367	<i>D. sp./-</i>	NE	CA	-	-
1073	88369	<i>D. sp./M. variabilicolor</i>	NE	CA	KX584450	KX619578
1078	88366	<i>D. sp./M. variabilicolor</i>	NE	CA	KX584453	KX619574
627		<i>D. sp./-</i>	NE	CA	contaminado	
1095	88368	<i>D. sp./M. variabilicolor (Tipo)</i>	NE	CA	KX584449	KX619574

Amostra		Identificação prévia/atualizada	Região	Domínio	Sequenciamento	
Nº de coleta	URM				ITS	LSU
AS 483		<i>D. sp./M. variabilicolor</i>	N	AM	-	KX619576
AS 705		<i>D. sp./-</i>	N	AM	contaminado	
AS 915		<i>D. sp./-</i>	N	AM	-	-

Fonte: Lira, 2016.

A partir da análise das regiões do rDNA em estudo, uma matriz de dados com 49 sequências de ITS, correspondentes a 22 espécies de *Dichomitus s.l.*, uma de *Phlebia fuscoatra* (Fr.) Nakasone e uma de *Diplomitoporus crustulinus* (Bres.) Domanski utilizadas como grupo externo, foi construída. Outras 49 sequências de LSU foram utilizadas para construir a matriz de dados com 25 espécies de *Dichomitus s.l.* e mais as mesmas utilizadas como grupo externo em ITS. O número de sítios alinhados, caracteres constantes, variáveis e parcimoniosos informativos das regiões ITS e LSU estão dispostos na Tabela 15.

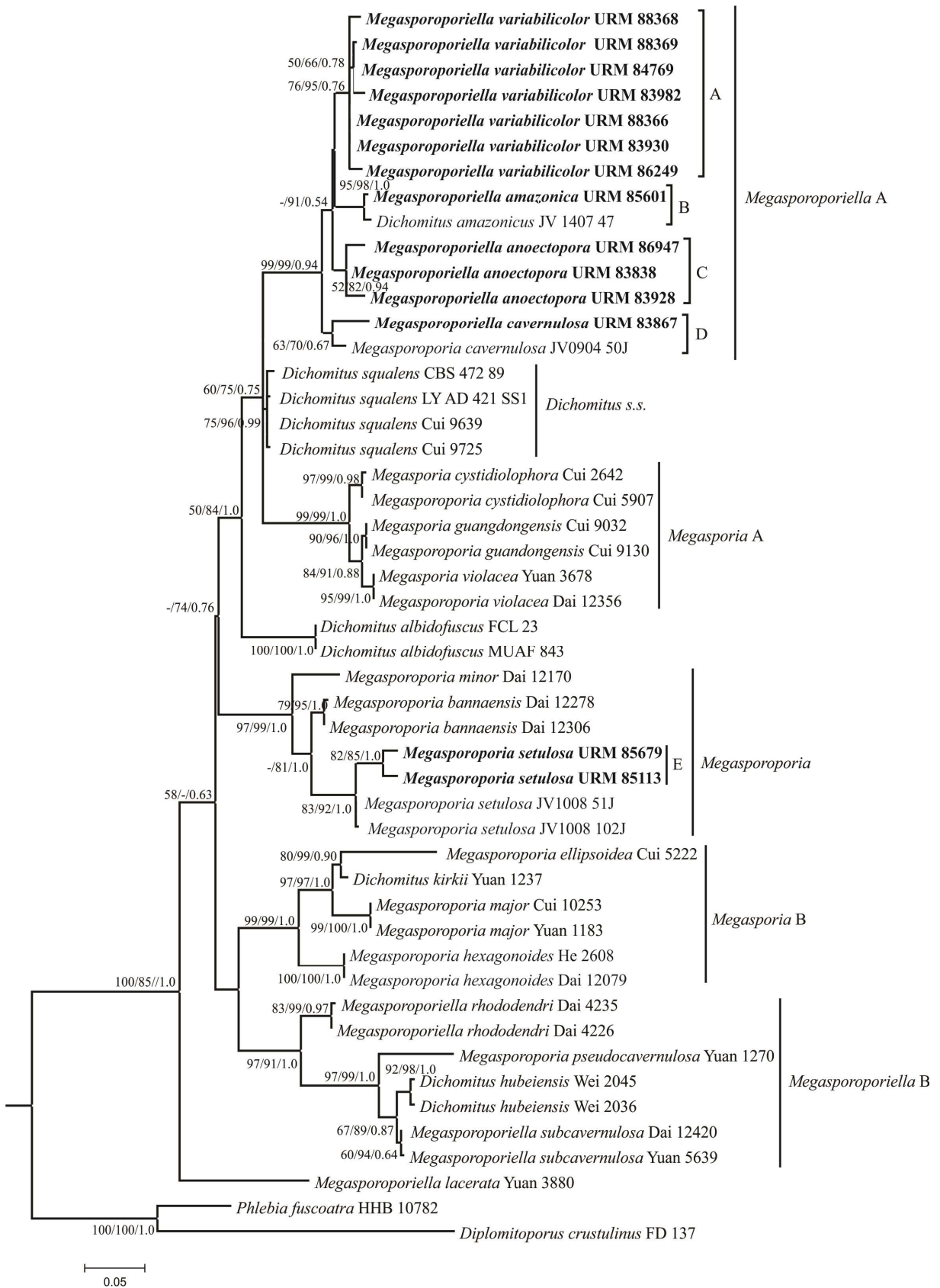
Tabela 15 – Número de sítios alinhados, caracteres constantes, variáveis e parcimoniosos informativos das sequências de *Dichomitus*, *Megasporoporia*, *Megasporia* e *Megasporoporiella* utilizadas nos alinhamentos das regiões ITS e LSU.

	ITS	LSU
Sítios alinhados	503	885
Caracteres constantes	233	700
Caracteres variáveis	211	185
Caracteres parcimoniosos informativos	59	102

Fonte: Lira, 2016.

Foram geradas árvores a partir das sequências de ITS e de LSU, porém a obtida a partir do alinhamento das regiões ITS1-5.8S-ITS2 se mostrou mais informativa, sendo a selecionada para ser apresentada e discutida no presente trabalho.

Figura 18 - Reconstrução filogenética de *Dichomitus*, *Megasporoporia*, *Megasporia* e *Megasporoporiella* baseada no alinhamento de sequências da região ITS. Valores de *bootstrap* (%) gerados por MV, MP e de probabilidade posterior por BA, respectivamente. Estabilidade dos clados foram calculados de MP e ML ( $\geq 50\%$ ) e BA ( $\geq 0.70$ ). Os espécimes marcados em negrito foram os sequenciados para este estudo.





A partir da figura 18 foi possível observar que espécies previamente descritas nos gêneros *Dichomitus s. l.* e *Megasporoporia s. l.* se apresentam distribuídas na árvore. Há distinção entre *Dichomitus s.l.* e *Megasporoporia s.l.*, sendo o último segregado em outros gêneros, como sugerido por Li *et al.* (2013). Entretanto, com a adição dos táxons brasileiros, os resultados do presente estudo foram apenas parcialmente semelhantes aos obtidos por esses autores.

Na análise apresentada, seis clados foram formados com bom suporte estatístico (100/85/1.0) (*Dichomitus s. s.*, *Megasporia* A e B, *Megasporoporia* e *Megasporoporiella* A e B) (Figura 18), representando parcialmente os gêneros delimitados por Li *et al.* (2013) (*Dichomitus s. s.*, *Megasporia* A e B, *Megasporoporia* e *Megasporoporiella*).

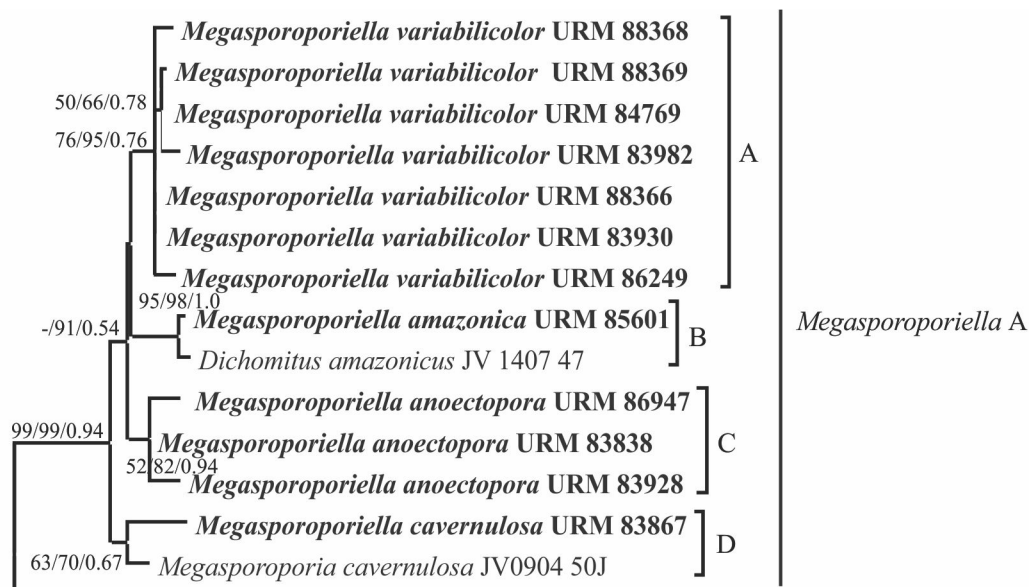
O clado *Megasporoporiella* A (Figura 19) é bem sustentado (99/99/0.94) e foi subdividido em quatro clados terminais (A, B, C e D). O clado terminal A é razoavelmente bem sustentado (76/95/0.76) e formado por sequências da nova espécie *Megasporoporiella variabilicolor* Lira & Gibertoni, todas provenientes de áreas de Caatinga e Mata Atlântica do Brasil. Estes espécimes foram previamente identificados como *Dichomitus amazonicus* (URM 83930), *D. cavernulosus* (URM 83982, URM 86249) e *Dichomitus sp.* (Tabela 14), porém as amostras sequenciadas diferem tanto morfológica quanto filogeneticamente das outras espécies deste estudo.

O clado terminal B é bem sustentado (95/98/1.0) e formado por sequências de *Megasporoporiella amazonica* comb. nov., formado por um exemplar da Caatinga brasileira (URM 85601) e por outro proveniente dos Estados Unidos (Flórida) (Tabela 14). O exemplar URM 85601 foi previamente identificado como *D. amazonicus*, mas a partir das análises filogenéticas do presente trabalho, foi possível observar que a espécie pertence ao gênero *Megasporoporiella* e uma nova combinação está sendo proposta.

O clado terminal C é razoavelmente bem sustentado (52/82/0.94) e formado por *Megasporoporiella anoectopora* comb. nov. oriundos de áreas de Caatinga (URM 83838) e um da Amazônia brasileira (URM 86947). Dois destes espécimes (URM 86947 e URM 83928) foram previamente identificados como *Dichomitus cavernulosus* (Tabela 14), mas, assim como para *Megasporoporiella amazonica*, uma nova combinação está sendo proposta para esta espécie.

O clado terminal D (63/70/0.67) é razoavelmente sustentado e formado por *Megasporoporiella cavernulosa*, provenientes da Amazônia brasileira (URM 83867) e dos Estados Unidos (Flórida).

Figura 19 – Detalhe do clado *Megasporoporiella* A e seus clados terminais A, B, C e D, resultante da reconstrução filogenética de *Dichomitus*, *Megasporoporia*, *Megasporia* e *Megasporoporiella* baseada no alinhamento de sequências da região ITS.



Fonte: Lira, 2016

No trabalho de Li *et al.* (2013) o gênero *Megasporoporiella* é tipificado por *Megasporoporiella cavernulosa* ( $\equiv$  *Polyporus cavernulosus* Berk., 1856) e os autores utilizam uma sequência de LSU (AY333800) de um espécime proveniente da China para determinar o clado que determina o gênero. Porém, o tipo desta espécie foi coletado na Amazônia brasileira e comparação do material de *Megasporoporiella cavernulosa* do presente trabalho (URM 83867), também coletado na Amazônia brasileira, com o espécime de referencia depositado no O (24756b L. Ryvarden), confirmou a identificação do URM 83867. Deste modo, o clado que representa o gênero *Megasporoporiella* deveria ser considerado *Megasporoporiella* A e não o *Megasporoporiella* B. O clado *Megasporoporiella* B é formado exclusivamente por sequências de espécimes chineses e as identidades de *Megasporoporiella cavernulosa* (AY333800) e do clado *Megasporoporiella* B devem ser reavaliadas.

No presente trabalho, nenhum exemplar brasileiro se agrupou nos clados de *Dichomitus s. s.* e *Megasporia* A e B (Figura 20). O clado *Dichomitus s. s.* é razoavelmente suportado e formado por exemplares da espécie tipo *D. squalens*. No trabalho de Li *et al.*

(2013), formado exclusivamente por exemplares chineses, o clado *Megasporia* é bem sustentado (84/0.99 – MP/BA – ITS) e também foi subdividido em A e B. Porém, *Megasporia* é tipificada por *Megasporia hexagonoides*, cujo espécime tipo é da Argentina ( $\equiv$  *Poria hexagonoides* Speg., 1898). No presente trabalho, a divisão do gênero em A e B se confirma como em Li *et al.* (2013), porém os clados se apresentam distantemente relacionados (Figuras 20a e 20b).

Figura 20a – Detalhe dos clados *Dichomitus s. s.* e *Megasporia A*, resultante da reconstrução filogenética de *Dichomitus*, *Megasporoporia*, *Megasporia* e *Megasporoporiella* baseada no alinhamento de sequências da região ITS.

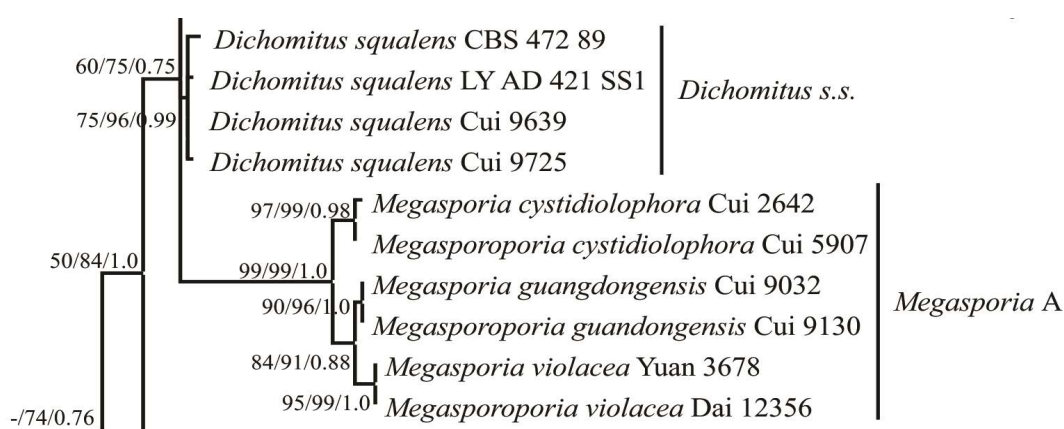
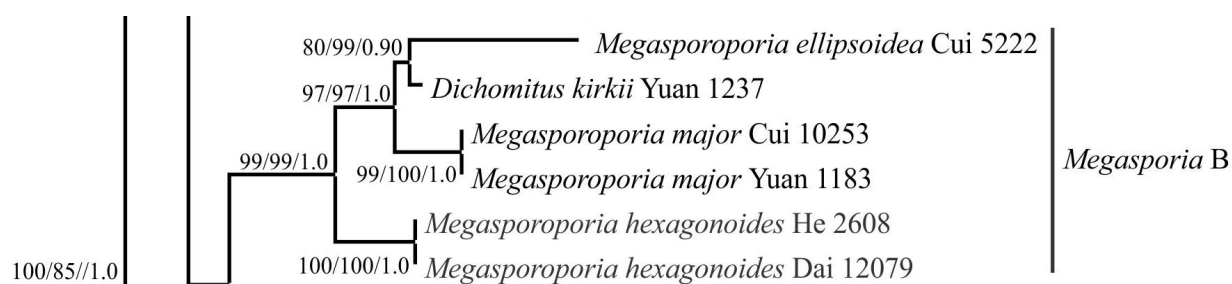


Figura 20b – Detalhe do clado *Megasporia B*, resultante da reconstrução filogenética de *Dichomitus*, *Megasporoporia*, *Megasporia* e *Megasporoporiella* baseada no alinhamento de sequências da região ITS.

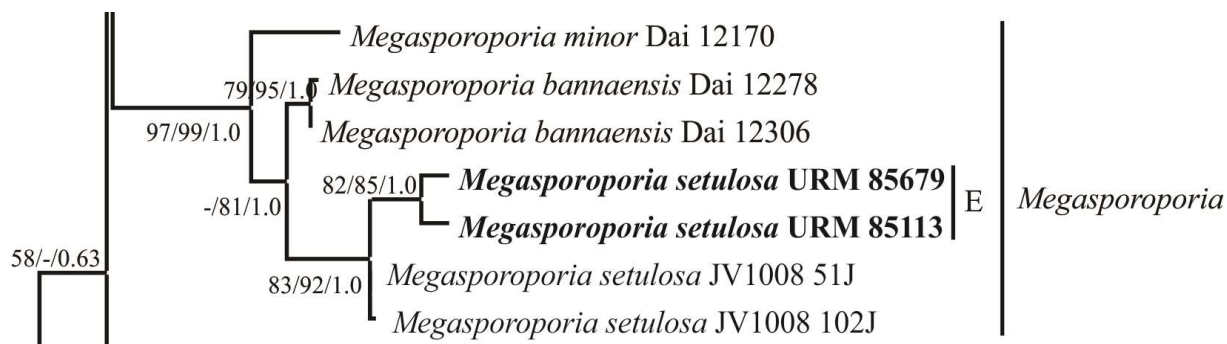


Fonte: Lira, 2016.

O clado *Megasporoporia* é bem sustentado neste trabalho (97/99/1.0) e formado por sequências das espécies *M. minor*, *M. bannaensis*, provenientes da China e por *M. setulosa* provenientes da Caatinga brasileira (URM 85113 e URM 85679) (clado terminal E, Figura 21) e dos Estados Unidos (Flórida). De acordo com a árvore deste trabalho, os exemplares brasileiros formam um clado geneticamente diferente dos espécimes norte-americanos (Figura 21), porém não foi possível analisar morfologicamente as amostras JV1008 51J e JV1008

102J. Mas os materiais brasileiros (URM 85113 e URM 85679) possuem as mesmas características morfológicas descritas para o espécime tipo (Masuka & Ryvarden 1999).

Figura 21 – Detalhe do clado *Megasporoporia*, resultante da reconstrução filogenética de *Dichomitus*, *Megasporoporia*, *Megasporea* e *Megasporoporiella* baseada no alinhamento de sequências da região ITS.



Fonte: Lira, 2016.

Este gênero é tipificado por *M. setulosa*, cujo espécime tipo foi coletado na África. Porém, devido à ausência sequências de materiais da localidade tipo ou de regiões próximas, a identidade de *M. setulosa*, tanto brasileira quanto norte-americana, bem como a do clado *Megasporoporia*, devem ser reavaliadas.

## TAXONOMIA

***Megasporoporiella variabilicolor*** Lira & Gibertoni, *sp. nov.*

Figura 22

**MycoBank:** MB 816410

**Holotipo:** BRASIL, Paraíba: Areia, Reserva Estadual Mata do Pau-Ferro, 17/VII/2013, CL 1073 (URM 88369).

**Etimologia:** *variabili* = variável; *color* = coloração. Refere-se à coloração variável dos basidiomas.

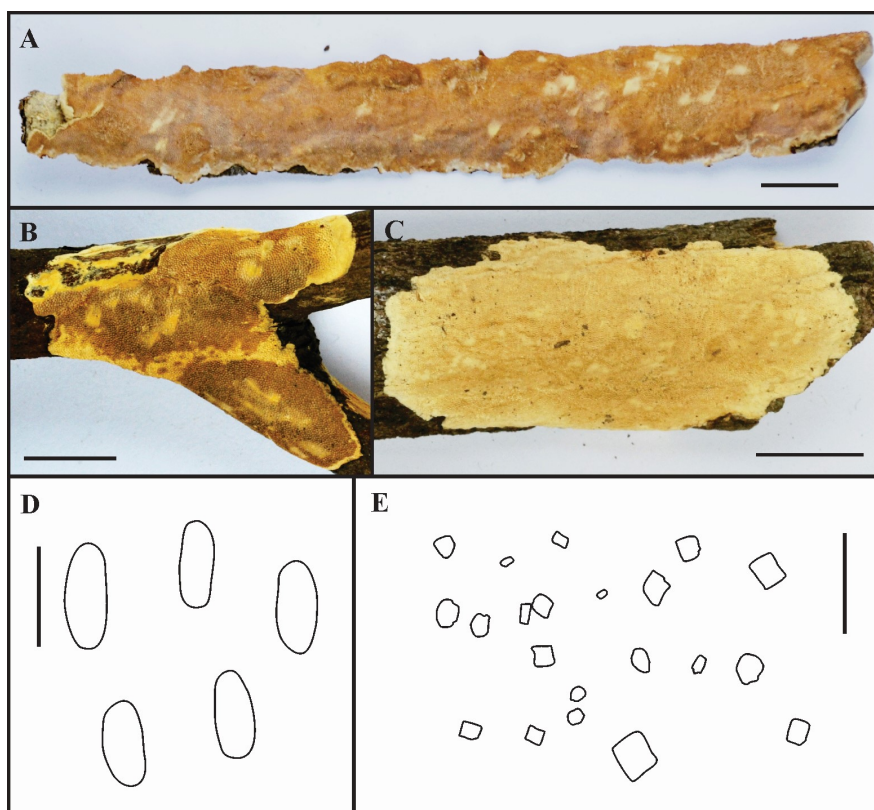
Basidioma anual, ressupinado, facilmente destacável do substrato, de 1,1-6,2 x 0,4-2,8 x 0,2-0,3 mm. Superfície do poro marrom acinzentada, bege a creme (30 Clay Pink, 32 Clay Buff, 52 Buff), poros angulares, (2)3-4(5)/mm, dissepimento inteiro e fino. Margem estéril, até 3 mm de largura, mais clara que a superfície do poro (5 E a 6 F). Contexto extremamente fino, invisível a olho nu 0,1 mm. Tubos concolor com a superfície do poro, até 3 mm de comprimento. Sistema hifálico dimítico, hifas generativas hialinas com grampos de conexão,

finas, 2-3  $\mu\text{m}$  de diâmetro, parede fina e lisa; hifas esqueléteas dominantes, moderadamente ramificadas dicotomicamente, fraca- a fortemente dextrinóide, 2,5-3,5  $\mu\text{m}$  de diâmetro. Cristais grandes e piramidais presentes em toda trama e no himênio. Dendrohidídeos, cistídios, cistidiolos e medas ausentes. *Basídios* clavados, cilíndricos, com quatro esterigmas e um grampo na base, 22-30 x 5-8  $\mu\text{m}$ . *Basidiosporos* cilíndricos, hialinos, parede fina e lisa, (11)12-13 x (2)3-4(5)  $\mu\text{m}$ .

**Comentários:** Esta espécie caracteriza-se principalmente pelos basidiomas de coloração variável, também varia quanto à reação dextrinóide nas suas hifas. A presença de grandes cristais piramidais é uma característica marcante que diferencia esta espécie das demais do gênero (Tabela 16).

**Material examinado** – BRASIL. Paraíba: Areia, Reserva Ecológica Estadual Mata do Pau-Ferro, 16 de abril de 2012, CL 624, CL 630 (URM 83982, URM 83930); 21 de julho de 2012, CL 206 (URM 84769); 17 de julho de 2013, PPBio 1078, PPBio 1095 (URM 88366, 88368); Pernambuco: Jaqueira, Reserva do Patrimônio Natural Frei Caneca, 08 de março de 2013, NM 472 (URM 86249).

Figura 22 – *Megasporoporiella variabilicolor* Lira & Gibertoni. **A-C** – Basidiomas (A = Holótipo); **D** – Basidiosporos; **E** – Cristais. Escalas: A-C = 1 cm; D = 10  $\mu\text{m}$  E = 5  $\mu\text{m}$ .



Fonte: Lira, 2016.

***Megasporoporiella amazonica*** (Gomes-Silva, Ryvardeen & Gibertoni) Lira & Gibertoni **comb. nov.**

Figura 23

**Mycobank:** MB 563040

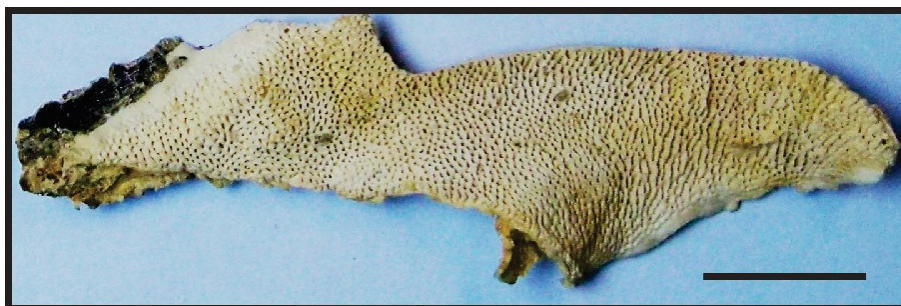
≡ *Dichomitus amazonicus* Gomes-Silva, Ryvardeen & Gibertoni, Mycol. Progress 11: 3-9, 2012.

**Descrição:** Gomes-Silva *et al.* (2012).

**Material examinado** – Brasil. Ceará: Tianguá, Serra de Ibiapaba, 18 de abril de 2012, PPBio 704 (URM 83965); Paraíba: Areia, Reserva Ecológica Estadual Mata do Pau-Ferro, 09 de novembro de 2010, CL 12 (URM 84733); Pernambuco: Buíque, Parque Nacional do Catimbau, 31 de julho de 2013, CL 677 (URM 85601).

**Comentários:** A espécie caracteriza-se principalmente pela coloração creme a marrom clara, poros e basidiosporos grandes e elipsóides a subcilíndricos (2-3/μm e 9-12 x 3,5- 4 μm, respectivamente) (Tabela 16). Assemelha-se macroscopicamente com *M. cavernulosa*, porém esta tem basidiosporos maiores (12-15 x 5-7 μm).

Figura 23 - Superfície poróide de *Megasporoporiella amazonica* nov. comb. Escala = 1 cm.



Fonte: Lira, 2016.

***Megasporoporiella anoetopora*** (Berk. & M.A. Curtis) Lira & Gibertoni **comb. nov.**

**Mycobank:** MB106769

Figura 24

≡ *Polyporus anoetoporus* Berk. & M.A. Curtis, Botanical Journal of the Linnean Society 10: 318 (1869)

**Descrição:** Lowe (1966), como *Poria anoetopora* (Berk. & Curt. Cooke).

**Material examinado** – Brasil. Pará: Portel, Floresta Nacional de Caxiuanã, 15 de abril de 2014, AS 562 (URM 86947); Paraíba, Areia, Reserva Ecológica Estadual Mata do Pau-Ferro,

24 de abril de 2013, CL 570 (URM 85602); Piauí, Caracol, Parque Nacional Serra das Confusões, 15 de março de 2012, CL 600 (URM 83838); CL 592 (URM 83928).

**Comentários:** Esta espécie é caracterizada por apresentar basidiomas que variam de bege a marrom violáceo, poros grandes (1-2/mm) e basidiosporos IKI-, elipsóides a oblongo-elipsóides, 15-19 x 6-8  $\mu\text{m}$  (Tabela 16). Os poros e os basidiosporos grandes e a ausência de reação dextrinóide nos basidiosporos diferenciam esta espécie das demais do gênero.

Figura 24 - Superfícies poróides de *Megasporoporiella anoectopora* nov. comb. Escala: 1 cm.



Fonte: Lira, 2016.

Tabela 16 - Principais características morfológicas das espécies de *Megasporoporia* e *Megasporoporiella* registradas no Brasil.

Espécies	Poros/mm	Basidiosporos ( $\mu\text{m}$ )	Dextrinoidia	Cristais
<b><i>Megasporoporia</i></b>				
<i>Megasporoporia setulosa</i>	1-2	11-17 x 4-6	Forte	+
<b><i>Megasporoporiella</i></b>				
<i>Megasporoporiella amazonica</i>	2	(9)10-12 x 3,5-4	Forte	-
<i>Megasporoporiella anoectopora</i>	1-2	15-19 x 6-8	-	-
<i>Megasporoporiella cavernulosa</i>	2-4	(10)12-16 x 5-7	Forte	-
<i>Megasporoporiella variabilicolor</i>	3-4(5)	(11)12-13 x (2)3-4(5)	- a Forte	+

Fonte: Lira, 2016.

### Chave para espécies de *Megasporoporiella* registradas no Brasil

- 1 Mais de 3 poros/mm ..... 2  
 1' Menos de 3 poros/mm ..... 3  
 2 Basidiosporos (9)10-12 x 3,5-4  $\mu\text{m}$ , hifas fortemente dextrinóides..... *M. amazonica*  
 2' Basidiosporos 15-18 x 6-8  $\mu\text{m}$ , hifas não dextrinóides.....*M. anoectopora*  
 3 Cristais ausentes, basidiosporos (10)12-16 x 5-7  $\mu\text{m}$ ..... *M. cavernulosa*  
 3' Cristais presentes, basidiosporos (11)12-13 x (2)3-4(5) $\mu\text{m}$ .....*M. variabilicolor*

### 4.3.3. *Perenniporia* Murrill

Os representantes de *Perenniporia s. l.* são caracterizados pelos basidiosporos elipsóides, de parede espessa e lisa, de ápice truncado e variavelmente dextrinóides. O sistema

hifálico é di- ou trimítico, com grampos de conexão, hifas esqueléteas ramificadas e apresentam variação quanto à reação em Melzer (Decock & Stalpers 2006). Trata-se de um gênero cosmopolita que abrange cerca de 140 espécies que, de modo geral, ocorrem nos trópicos e subtropicais (Gilbertson & Ryvarden 1987; Ryvarden & Gilbertson 1994; Hattori & Lee 1999; Decock & Ryvarden 1999a, b, 2000, 2003, 2011; Decock & Figueroa 2000; Decock *et al.* 2000a, b, 2001; Decock 2001; Núñez & Ryvarden 2001; Dai *et al.* 2002; Cui *et al.* 2006, 2007; Xiong *et al.* 2008; www.mycobank.org; www.indexfungorum.org). No Brasil, 17 espécies deste gênero são relatadas, incluindo *P. medulla-panis* (Jacq.) Donk (Medeiros *et al.* 2012, Gugliotta *et al.* 2015), porém a ocorrência desta espécie nos neotrópicos foi questionada por Decock & Ryvarden (2011), os quais afirmaram que a espécie é restrita às zonas temperadas do norte e do centro europeu, crescendo sobre *Quercus*, e sugeriram que os espécimes de coloração pálida dos neotrópicos fossem criticamente reanalisados.

Atualmente, alguns autores consideram que outros cinco gêneros fazem parte do grupo *Perenniporia s. l.*: 1) *Hornodermoporus* Teixeira, formado por duas espécies [*H. latissimus* (Bres.) Decock e *H. martius* (Berk.) Teixeira – tipo] com basidiomas grandes e pileados, com hifas esqueléteas não ramificadas e fortemente dextrinóides, cistídios são presentes e os basidiosporos são oblongo-elipsóides, truncados e fortemente dextrinóides (Teixeira 1993); 2) *Perenniporiella* Decock & Ryvarden que agrupa cinco espécies [*Perenniporiella chaquenia* Robledo & Decock, *Perenniporiella micropora* (Ryvarden) Decock & Ryvarden, *Perenniporiella neofulva* (Lloyd) Decock & Ryvarden – tipo, *Perenniporiella pendula* Decock & Ryvarden e *Perenniporiella tepeitensis* (Murrill) Decock & Valenzuela] caracterizadas por serem efusas a pileadas, com sistema hifálico dimítico com hifas arboriformes e basidiosporos subglobosos a globosos, com ápice não truncado e fracamente dextrinóides (Decock & Ryvarden 2003); 3) *Truncospora* Pilát que engloba 12 espécies [*T. arizonica* Spirin & Vlasák, *T. atlantica* Spirin & Vlasák, *T. detrita* (Berkeley) Decock, *T. floridana* Vlasák & Spirin, *T. macrospora* B.K. Cui & C.L. Zhao, *T. mexicana* Vlasák, *T. oboensis* Decock, *T. ochroleuca* (Berk.) Pilát – tipo, *T. ohiensis* (Berk.) Pilát, *T. ornata* Spirin & Bukharova, *T. tropicalis* Vlasák & Spirin e *T. truncatospora* (Lloyd)] as quais apresentam pequenos basidiomas pileadados, hifas variavelmente dextrinóides e basidiosporos truncados e fortemente dextrinóides (Pilát 1953); 4) *Vanderbylia* D. A. Reid com 10 espécies [*V. borneensis* Corner, *V. devians* (Bres.) D.A. Reid, *V. fraxinea* (Bull.) D.A. Reid, *V. hornoderma* (Mont.) D.A. Reid, *V. latissima* (Bres.) D.A. Reid, *V. nigroapplanata* (Van der



Byl) D.A. Reid, *V. peninsularis* Corner, *V. subincarnata* Corner, *V. unguolata* D.A. Reid e *V. vicina* (Lloyd) D.A. Reid – tipo] agrupadas por apresentar basidiomas pileados, sistema hifálico fortemente dextrinóides e basidiosporos em forma de lágrima e dextrinóides (Reid 1973); e *Yuchengia* B.K. Cui & Steffen com apenas uma espécie [*Y. narymica* (Pilát) B.K. Cui] caracterizada por apresentar hifas amilóides que se dissolvem em KOH e basidiosporos não dextrinóides (Zhao *et al.* 2013). Em *Perenniporia s. s.*, cujo tipo é *P. medulla-panis*, ficaram alocadas outras 105 espécies (www.mycobank.org; www.indexfungorum.org), caracterizadas por apresentar basidioma anual a perene, sistema hifálico dimítico, hifas esqueléteas arboriformes e não dextrinóides e basidiosporos dextrinóides com ápices truncados (Decock & Stalpers 2006).

Para este trabalho, foi extraído DNA genômico de 66 espécimes identificados como *Perenniporia s. l.*, sendo nove a partir de amostras herborizadas e os demais de materiais frescos cujos fragmentos foram mantidos em freezer (-20° C) até o início do processo de extração. Desse total, de 24 não foi obtido DNA de boa qualidade, fato este confirmado pela não obtenção de *amplicons*. A partir das demais amostras, foi possível obter sequências de rDNA para região ITS e/ou região LSU (Tabela 17). Estas sequências foram utilizadas nas reconstruções filogenéticas em conjunto com as disponíveis no GenBank/NCBI. Além destas, também foram utilizadas sequências de espécimes coletados em áreas da Guiana Francesa e Camarões pelo pesquisador Cony Decock (Université Catholique de Louvain, Louvain-la-Neuve, Bélgica) a serem depositadas no GenBank e marcadas com asterisco (\*) nas árvores.

Das nove amostras provenientes do Herbário URM, foi obtido DNA íntegro de cinco (URM 82955, URM 83170, URM 86284, URM 83175 e URM 82154); das demais (URM 78381, URM 83869, URM 82155, URM 82154 e URM 82153) não foi obtido DNA em quantidade satisfatória para o sucesso das reações de PCR. Das cinco amostras herborizadas das quais foi obtido DNA de boa qualidade, nenhum *amplicon* foi satisfatório para a região ITS, porém foram obtidos três para a região LSU (URM 82955, URM 86284, URM 83175). Com exceção da amostra URM 78381, coletada em 2001, as oito demais foram coletadas no período de 2010 a 2014, mas apenas três sequências de LSU, foram obtidas, demonstrando que o processo de herborização é limitante no sucesso das extrações. Segundo Sytsma *et al.* (1993) e Feres *et al.* (2005), a utilização de material fresco é a melhor opção para se obter sucesso em protocolos de extração de DNA, fato este confirmado no presente trabalho.

Tabela 17 - Lista dos espécimes de *Perenniporia s. l.* cuja extração do DNA genômico foi bem sucedida, região de coleta, domínio e região sequenciada com sucesso. AM = Amazônia, CA = Caatinga, CE = Cerrado, MA = Mata Atlântica, N = Norte, NE = Nordeste, SE = Sudeste. Os vouchers marcados com \* são os das amostras provenientes do Herbário URM. Os espécimes marcados com + ainda não tiveram suas sequencias depositadas no GenBank.

Amostra		Identificação prévia/atualizada	Região	Domínio	Sequenciamento	
Nº de coleta	URM				ITS	LSU
23	82584	<i>P. albo-incarnata / P. centrali-africana</i>	NE	CA	-	KX619605
506	84728	<i>P. albo-incarnata / P. centrali-africana</i>	NE	CA	KX584434	-
699	85597	<i>P. albo-incarnata / P. centrali-africana</i>	NE	CA	-	KX619602
795	86032	<i>P. aurantiaca</i>	NE	CA	KX584440	KX619589
802	86035	<i>P. aurantiaca</i>	NE	CA	KX584439	-
768	88016	<i>P. centrali-africana</i>	NE	CA	KX584429	-
924	83869*	<i>P. contraria / P. decurrata</i>	N	AM	KX584441	KX619593
M-05	87053	<i>P. cremeopora / P. paraguayensis</i>	N	AM	+	KX619587
CL 25	82596	<i>P. detrita / T. detrita</i>	NE	CA	KX584444	KX619584
272	85621	<i>P. detrita / T. ochroleuca</i>	NE	CA	KX584442	KX619586
1086	85054	<i>P. detrita / T. detrita</i>	NE	CA	+	+
CL8	82955*	<i>P. detrita / T. detrita</i>	NE	CA	-	KX619585
NM567	86284*	<i>P. detrita / T. detrita</i>	NE	MA	-	+
CL 007	82624	<i>P. guyanensis / P. centrali-africana</i>	NE	CA	KX584433	KX619599
CL 001	82578	<i>P. guyanensis / P. centrali-africana</i>	NE	CA	KX584435	KX619600
103	84685	<i>P. guyanensis / P. paraguayensis</i>	NE	MA	+	KX619588
7	82640	<i>P. guyanensis / P. centrali-africana</i>	NE	CA	KX584431	KX619596
962	85030	<i>P. guyanensis / P. centrali-africana</i>	NE	CA	-	KX619601
301	83571	<i>P. martia / H. martius</i>	N	AM	KX584447	KX619590
14	83435	<i>P. martia / H. martius</i>	NE	CA	KX584445	KX619591
820		<i>P. martia / H. martius</i>	N	AM	+	+
CL 003	82568	<i>P. medulla-panis / P. centrali-africana</i>	NE	CA	KX584432	KX619598
	83175*	<i>P. medulla-panis / P. centrali-africana</i>	NE	CA	-	KX619604
CL 026	82957	<i>P. medulla-panis / P. centrali-africana</i>	NE	CA	KX584430	-
883	85599	<i>P. sp. / P. centrali-africana</i>	NE	CE	-	-
772	87999	<i>P. sp. / P. centrali-africana</i>	NE	CE	-	KX619606
AS914	89947	<i>P. sp. / P. brasiliensis</i>	N	AM	KX584436	KX619595
AN-MA10		<i>P. sp. / P. brasiliensis</i>	NE	CE	+	KX619594
767		<i>P. sp. / P. centrali-africana</i>	NE	CA	-	KX619592
160	88010	<i>P. sp. / P. centrali-africana</i>	NE	CA	+	KX619603
TBG30		<i>P. sp. / P. centrali-africana</i>	SE	CE	-	KX619597
9	82629	<i>P. tephropora / P. tephropora</i>	NE	CA	+	-

Fonte: Lira 2015.

A partir da análise das regiões ITS e LSU, uma matriz de dados com 81 sequências de ITS e 61 sequências de LSU correspondentes a 29 espécies *Perenniporia s. l.* e uma de *Pyrofores demidoffii* como grupo externo foi construída. Já na análise concatenada (ITS +

LSU), foi construída uma matriz de 51 sequências com 19 espécies de *Perenniporia s. l.* e uma de *Pyrofomes demidoffii*. O número de sítios alinhados, caracteres constantes, variáveis e parcimoniosos informativos das regiões ITS e LSU e da análise concatenada (ITS + LSU) está disposto na Tabela 18.

Tabela 18 – Número de sítios alinhados, caracteres constantes, variáveis e parcimoniosos informativos das sequências de *Perenniporia s. s.*, *Hornodermoporus* e *Truncospora* utilizadas nos alinhamentos das regiões ITS e LSU.

	<b>ITS</b>	<b>LSU</b>	<b>Concatenada</b>
Sítios alinhados	464	852	1316
Caracteres constantes	245	743	1012
Caracteres variáveis	219	109	302
Caracteres parcimoniosos informativos	190	77	243

Fonte: Lira, 2016.

Foram geradas árvores a partir das sequências de ITS, de LSU e das regiões combinadas (ITS + LSU), porém as obtidas a partir do alinhamento de ITS e das duas regiões combinadas se mostraram mais informativas, sendo estas selecionadas para serem apresentadas e discutidas no presente trabalho. experiências

Figura 25 - Reconstrução filogenética de *Perenniporia s.s.*, *Hornodermoporus* e *Truncospora* baseada no alinhamento de sequências da região ITS. Valores de *bootstrap* (%) gerados por MV, MP e de probabilidade posteriori por BA, respectivamente. Estabilidade dos clados foram calculados de MP e ML ( $\geq 50\%$ ) e BA ( $\geq 0.70$ ). Os espécimes marcados em negrito foram os sequenciados para este estudo. \*Sequências provenientes das pesquisas do Dr. Cony Decock.

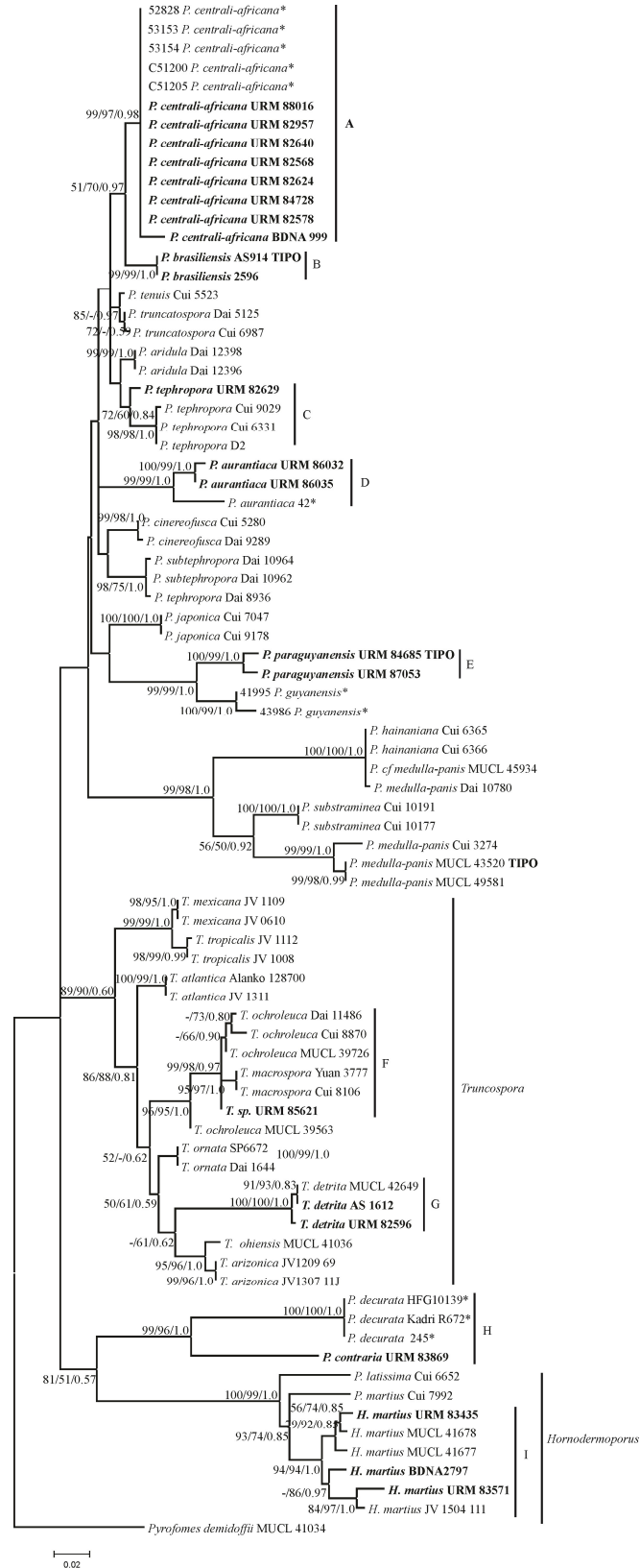
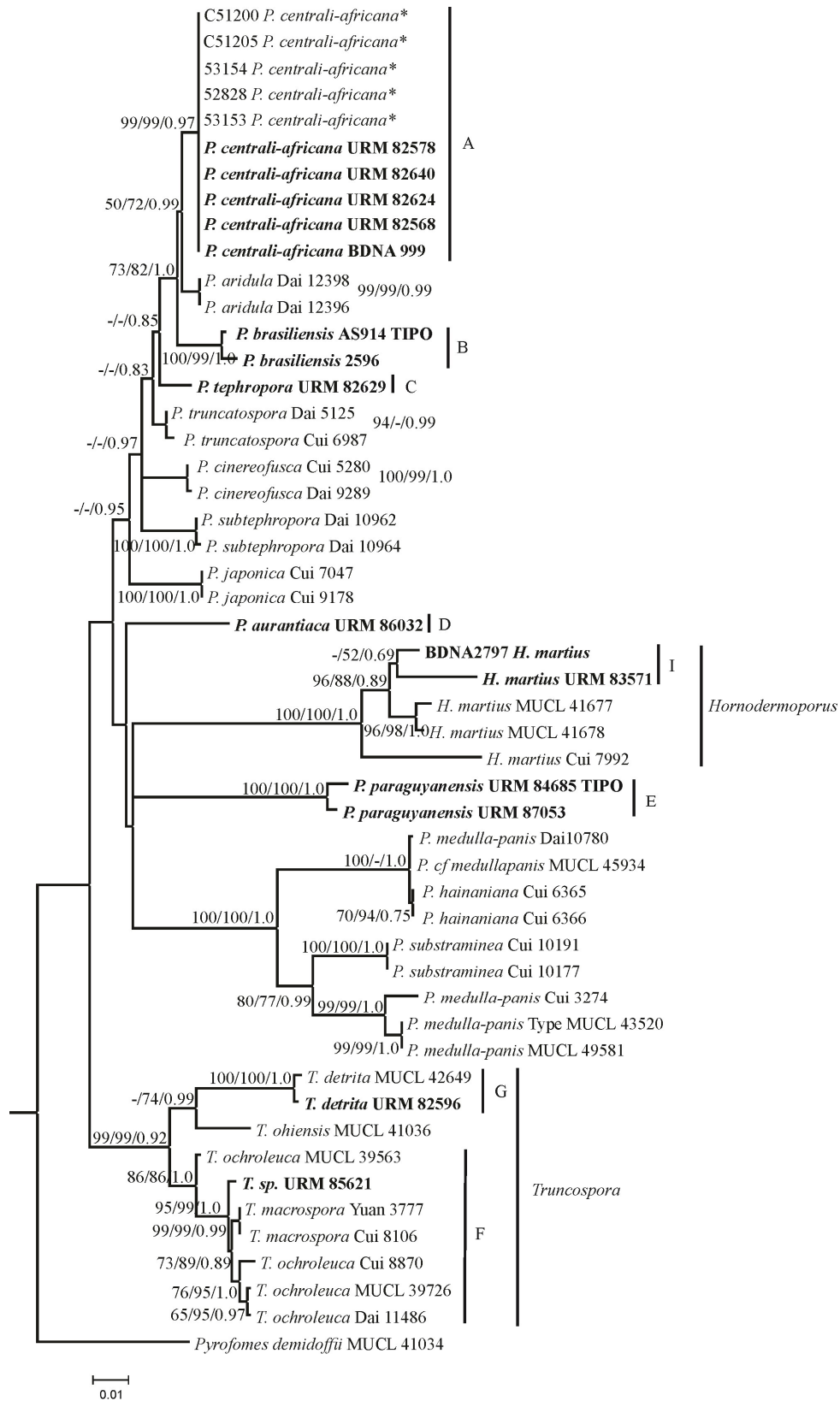
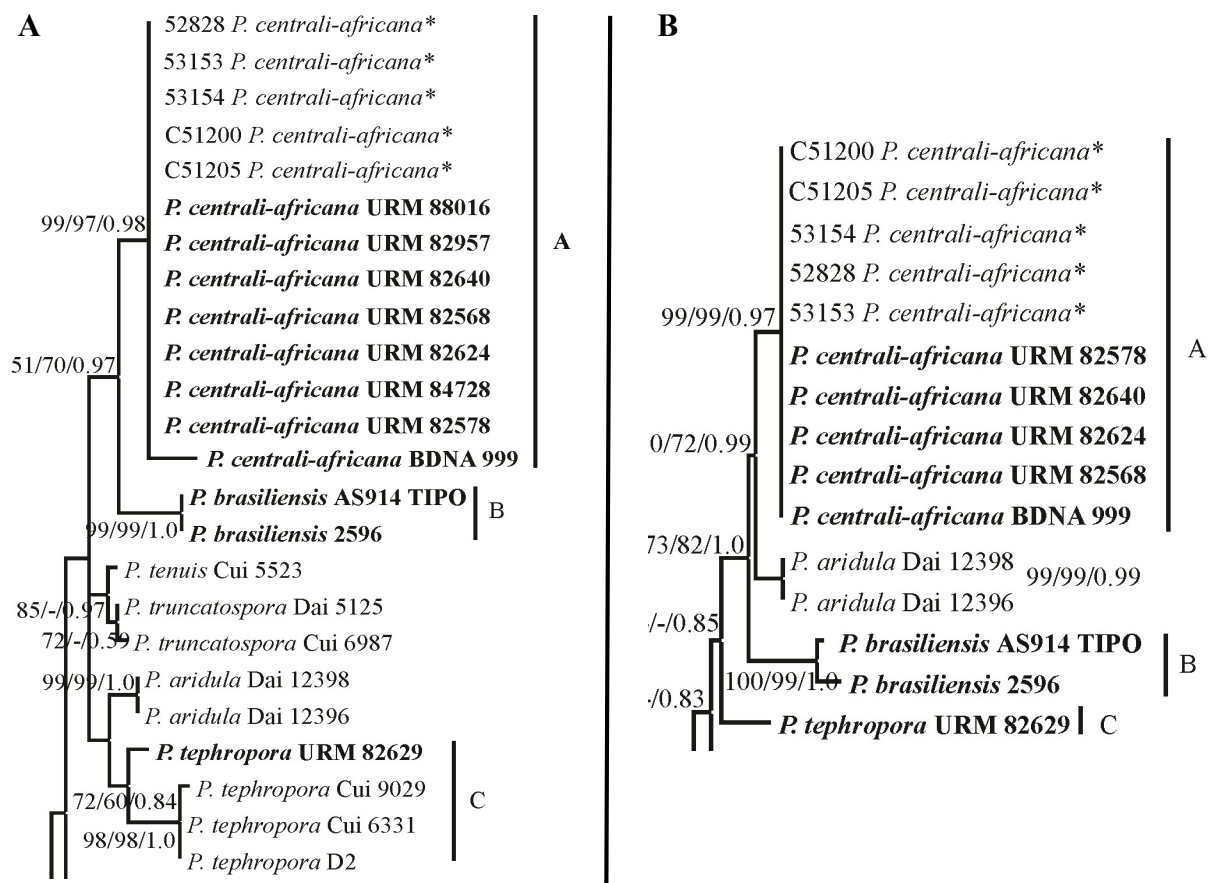


Figura 26 - Reconstrução filogenética de *Perenniporia s.s.*, *Hornodermoporus* e *Truncospora* baseada no alinhamento de sequências das regiões ITS e LSU combinadas. Valores de *bootstrap* (%) gerados por MV, MP e de probabilidade posterior por BA, respectivamente. Estabilidade dos clados foram calculados de MP e ML ( $\geq 50\%$ ) e BA ( $\geq 0.70$ ). Os espécimes marcados em negrito foram os sequenciados para este estudo. \*Sequências provenientes das pesquisas do Dr. Cony Decock.



Diante dos resultados, foi possível identificar espécies previamente delimitadas em *Hornodermoporus*, *Perenniporia s. s.* e *Truncospora*, comprovando que *Perenniporia s. l.* é polifilético. De acordo com as árvores apresentadas, oito clados (A, B, C, D, E, F, G, H e I) foram considerados (Figuras 25 e 26).

Figura 27 – Detalhamento dos clados A, B e C da reconstrução filogenética de *Perenniporia s.s.*, *Hornodermoporus* e *Truncospora* baseada no alinhamento de sequências da região ITS (A) e das regiões ITS e LSU combinadas (B). \*Sequências provenientes das pesquisas do Dr. Cony Decock.



Fonte: Lira, 2016.

O clado A (Figura 27) é bem sustentado (99/97/0.98 na análise de ITS e 99/99/0.97 na combinada) e nele estão dispostos os espécimes de *P. centrali-africana*, sendo as primeiras sequências desta espécie a serem disponibilizadas no GenBank. Esta espécie foi inicialmente descrita a partir dos materiais coletados em áreas de Camarões (Decock & Mossebo 2001) e agora representa uma nova ocorrência para os Neotrópicos, sendo os espécimes coletados na Guiana Francesa e no Brasil. Os espécimes brasileiros foram equivocadamente identificados como *P. albo-incarnata*, *P. guyanensis* e *P. medulla-panis* (Tabela 17), porém, assim como

em *Megasporoporiella*, os espécimes de *P. centrali-africana* analisados se distinguem tanto morfológicamente quanto molecularmente das outras.

No Brasil, espécimes de coloração bege-amarelada são tradicionalmente identificados como *P. medulla-panis* (Baltazar & Gibertoni 2009; Medeiros *et al.* 2012), porém Decock & Ryvardeen (2011) sugeriram que as *P. medulla-panis* tropicais fossem correspondentes a *P. albo-incarnata* ou *P. guyanensis*. Entretanto, de acordo com as análises filogenéticas deste trabalho, nenhum dos espécimes corresponde às espécies citadas, sendo estas confirmadas até o momento para a Colômbia, Venezuela e Costa Rica. Além disso, de acordo com os resultados, *P. centrali-africana* encontra-se distantemente relacionada à *P. guyanensis* (Figuras 25 e 26). Morfológicamente *P. centrali-africana* assemelha-se à *P. albo-incarnata*, porém esta é completamente ressupinada, possui hifas não a fracamente dextrinóides e basidiosporos um pouco mais largos. Também é semelhante a *P. guyanensis*, mas esta também é totalmente ressupinada e apresenta coloração um pouco mais pálida, poros e basidiosporos menores (Tabela 19) (Decock & Ryvardeen 2011).

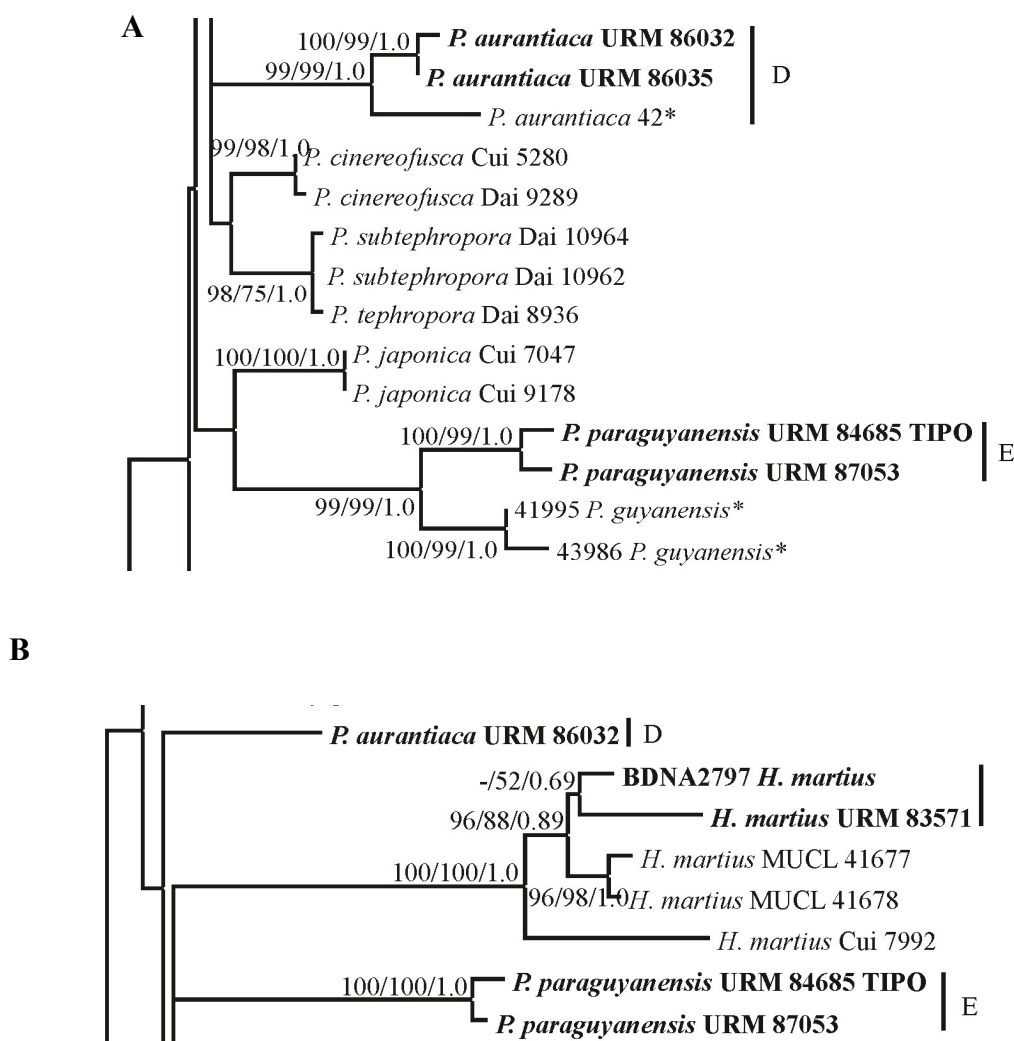
No clado B (Figura 27), estão dispostos, com bons suportes (99/99/1.0 na análise de ITS e 100/99/1.0 na combinada), os espécimes que representam a nova espécie *P. brasiliensis* Lira, Soares, Ryvardeen & Gibertoni e proximamente relacionada à *P. centrali-africana*. Os espécimes são provenientes de coletas da Amazônia (AS 914 - tipo) e do Cerrado (2596).

O clado C representa a espécie *P. tephropora* com exemplares provenientes da China e um do Brasil na análise de ITS (Figura 27). Entretanto, o exemplar brasileiro é geneticamente distinto dos chineses. Não foi possível comparar morfológicamente estas amostras, pois as descrições não estão disponíveis em trabalhos publicados. Além disso, o tipo da espécie é africano (Corner 1989b) e não existem sequências disponíveis deste local no GenBank. Sendo assim, para uma conclusão mais confiável sobre a situação desta espécie na árvore apresentada, são necessários mais sequências de espécimes brasileiros para confirmar a segregação destes em relação aos exemplares chineses e também a adição de sequências da localidade tipo para confirmar a identificação correta da espécie.

O clado D (Figura 28) reúne, na análise de ITS, as sequências da espécie *P. aurantiaca* coletadas na Guiana Francesa e no Brasil e que também são as primeiras sequências da espécie a serem depositadas no GenBank. O tipo da espécie é da Guiana Francesa (Decock & Ryvardeen 1999b), o que pode confirmar a identificação correta da sequência 42\*. Porém, embora haja apenas três sequências na árvore, é possível observar uma

tendência à segregação das amostras brasileiras da amostra do país de origem do tipo, sugerindo que, apesar de morfologicamente semelhantes, existem duas espécies distintas no clado D. Entretanto, no presente trabalho, *P. aurantiaca* será considerada como uma só espécie e novas sequências brasileiras, da Guiana Francesa e de outras regiões do planeta deverão ser adicionadas para uma análise mais robusta para a constatação da segregação de duas espécies de acordo com o local de coleta.

Figura 28 - Detalhamento dos clados D e E da reconstrução filogenética de *Perenniporia s.s.*, *Hornodermoporus* e *Truncospora* baseada no alinhamento de sequências da região ITS (A) e das regiões ITS e LSU combinadas (B). \*Espécimes provenientes das pesquisas do Dr. Cony Decock.



Fonte: Lira, 2016.

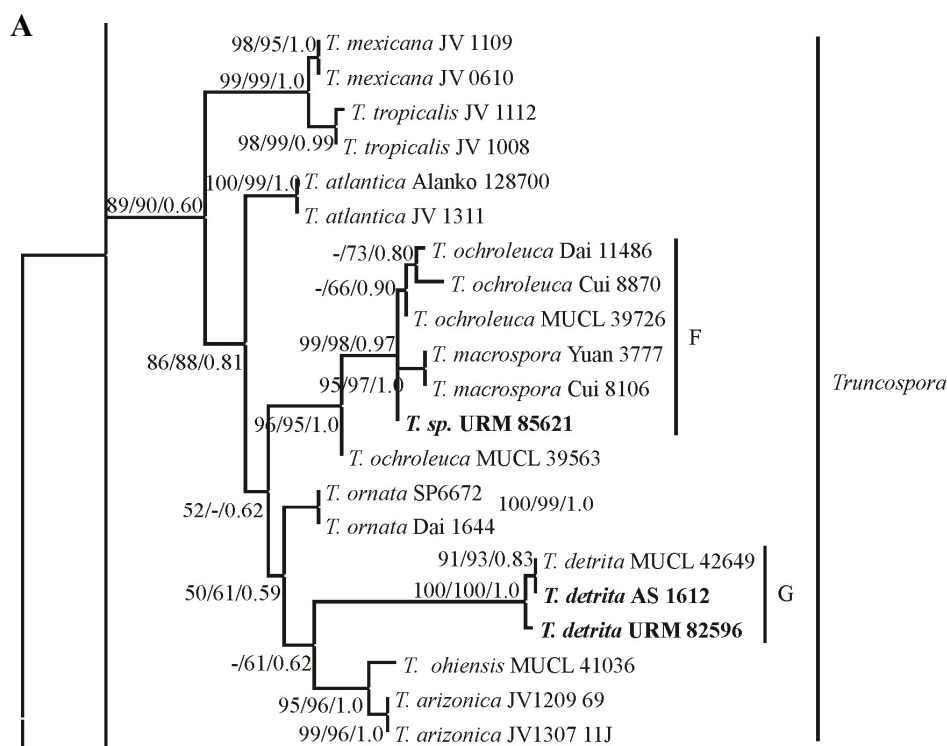
No clado E (Figura 28), encontram-se as sequências dos espécimes correspondentes à nova espécie *P. paraguayensis* Lira & Gibertoni, bem sustentado (100/99/1.0 na análise de ITS e 100/100/1.0 na combinada), proximamente relacionado à *P. guyanensis* Decock &

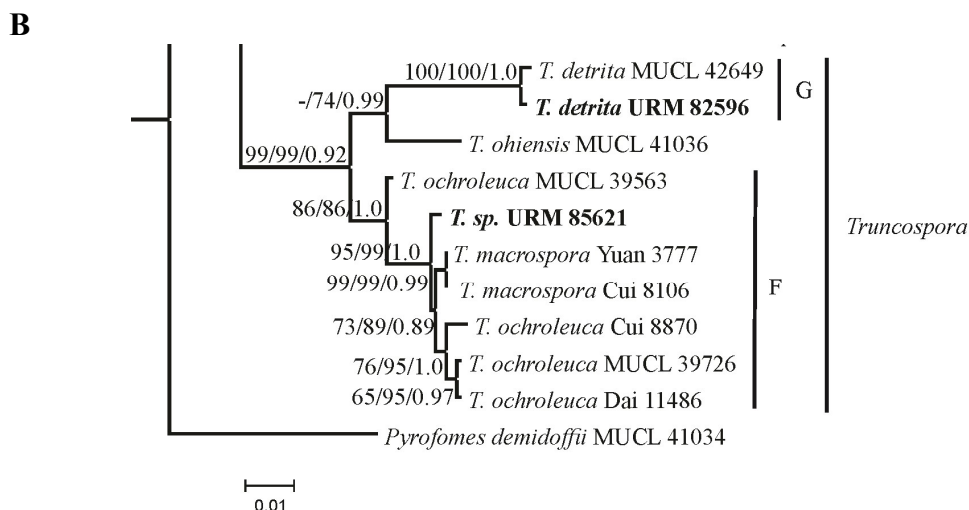


Ryvarden de acordo com a análise de ITS. Os dois espécimes são provenientes de áreas da Mata Atlântica (URM 84685 – espécime tipo), anteriormente identificado como *P. guyanensis*, e da Amazônia brasileira (URM 87053), previamente identificado como *P. cremeopora* Decock & Ryvarden.

O clado F (Figura 29), bem sustentado (99/98/0.97 na análise de ITS e 95/99/1.0 na combinada), reúne espécimes de *T. ochroleuca* provenientes da Argentina e da China, de *T. macrospora* B.K. Cui & C.L. Zhao com espécimes provenientes da China e do Taiwan, além de uma provável espécie nova do Brasil (*Truncospora* sp. URM 85621). Neste trabalho, ainda não foi proposto um novo táxon neste caso, pois preferiu-se adicionar novas sequências e analisar mais materiais do mesmo local de coleta para confirmar o dado.

Figura 29 - Detalhamento dos clados F e G da reconstrução filogenética de *Perenniporia* s.s., *Hornodermoporus* e *Truncospora* baseada no alinhamento de sequências da região ITS (A) e das regiões ITS e LSU combinadas (B).





Fonte: Lira, 2016

No clado G (Figura 29) estão alocados os exemplares de *T. detrita*, com bons suportes (100/100/1.0 para ITS e 100/100/1.0 para a análise combinada), provenientes da Guiana Francesa e Brasil, sendo este o país originário do tipo (Ryvarden & Johansen 1980).

No clado H (Figura 30), formado apenas na análise da região ITS, é composto por *P. contraria* (Berk. & M.A. Curtis) Ryvarden proveniente da Amazônia brasileira. Morfologicamente, *P. contraria* é caracterizada pelo seu basidioma pileado, poros pequenos (7-8/mm) e basidiosporos não dextrinóides, com ápices truncados ou não (Decock *et al.* 2001; Cui *et al.* 2006; Zhao & Cui 2013b). É similar e próxima filogeneticamente à *P. decurrata* mas esta possui basidiosporos dextrinóides e com ápices truncados.

Por último, no clado I (Figura 30), encontram-se as espécies de *Hornodermoporus* agrupando espécimes de *H. martius* e *H. latissima* como já mencionado Zhao *et al.* (2013) e Zhao & Cui (2013a). Os espécimes de *H. martius* são provenientes da Argentina, Costa Rica, China e Brasil, sendo este o país originário do tipo. De acordo com a figura 30 A, houve a formação de três agrupamentos com pouco suporte. Já na análise combinada, também foram formados dois clados terminais também com baixo suporte, sendo um deles com os exemplares da Amazônia brasileira, o segundo com as sequências da Guiana Francesa e o terceiro com o espécime da China. Apesar disso, devido aos baixos suportes resultantes neste trabalho, esses espécimes serão considerados como uma, independente do local de coleta.



***Perenniporia brasiliensis*** Lira, Soares & Gibertoni, *sp. nov.*

Figura 31

**Mycobank:** MB 816407

**Holotipo:** BRASIL, Amapá: Porto Grande, Floresta Nacional do Amapá, X/2013, AS 914.

**Etimologia:** *brasiliensis*: refere-se à distribuição da espécie no Brasil.

Basidioma anual, ressupinado, liso e persistente, duro a frágil, 10 x 1,5 x 0,5 cm. Superfície poróide bege acinzentado a canela (31 Vinaceous buff a 10 Cinnamon), poros redondos a angulares, 6-7/mm, dissepimento liso e fino. Margem lisa, estreita, adnata e estéril. Tubos concolor com a superfície do poro. Contexto concolor com a superfície, quase invisível a olho nu, até 100  $\mu\text{m}$  de largura, cotonoso. Sistema hifálico dimítico, hifas generativas de parede fina e com grampos 2-4  $\mu\text{m}$  de largura. Hifas esqueléteas variavelmente dextrinóides, 2-3  $\mu\text{m}$  de largura. Cistídios e outros elementos estéreis ausentes. Basídios clavados com quatro esterigmas, 14-20 x 4-6  $\mu\text{m}$ . Basidiosporos globosos a subglobosos, hialinos, parede fina, dextrinóides, 3-4 x 2-3  $\mu\text{m}$ .

**Material adicional analisado:** BRASIL. Maranhão, Cidelândia, Povoado do Ciriaco, 2013, AN-MA10.

**Comentários:** Assim como *P. centrali-africana* esta espécie pode ser facilmente confundida com *P. albo-incarnata* e *P. guyanensis*, mas além das diferenças filogenéticas, distintos caracteres morfológicos também separam as três espécies (Tabela 19).

Figura 31 – *Perenniporia brasiliensis* Lira, Soares & Gibertoni. A: Basidioma. B: Basidiosporos. Escala: A = 1 cm; B = 5  $\mu\text{m}$ .



Fonte: Lira, 2016

*Perenniporia paraguayensis* Lira & Gibertoni, *sp. nov.*

Figura 32

**Mycobank:** MB 816440

**Holotipo:** BRASIL. Pernambuco, Jaqueira, Reserva do Patrimônio Natural Frei Caneca, 10/III/2012, NM 103 (URM 84685).

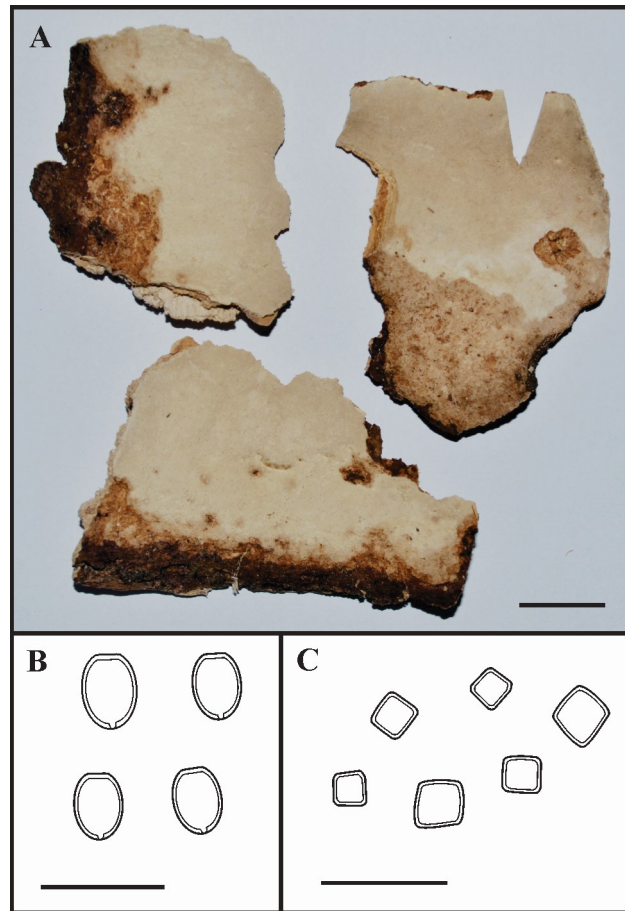
**Etimologia:** *paraguayensis*: refere-se à semelhança com *P. guyanensis*.

Basidioma ressupinado, perene, 5-12 x 1,5-5,5 x 0,1-0,4 cm, com a base fortemente aderida ao substrato e duro quando seco. Superfície do poro creme a bege acinzentado (4 D a 32 Clay Buff), poros redondos a angulares, 6-8/mm, dissepimento inteiro e fino. Margem estéril, larga, 0,4-1 cm, marrom escura (17 Snuff Brown). Contexto reduzido a uma fina linha acima do substrato, menor que 1 mm de largura, homogêneo e concolor com a superfície do tubo. Tubos finos e estratificados, concolor com a superfície do poro. Sistema hifálico dimitico, hifas generativas hialinas e com grampos difíceis de serem observados, parede fina, 1-2 µm de largura e ramificadas. Hifas esqueléteas hialinas a amarelo-pálidas, com 1-2(3) ramificações dicotômicas, parede fina, estreitas, 1-2,3 µm de diâmetro, não a fortemente dextrinóide, às vezes com esta reação variando no mesmo basidioma. Cistídios ausentes. Cristais piramidais presentes na trama, 3-5 µm. Basídios clavados, com quatro esterigmas e base estreita, 17-25 x 6-10 µm. Basidiosporos subglobosos a amplamente elipsóides, lisos, não a fracamente dextrinóides, ápice distintamente truncado, parede distintamente larga, 4,5-5,2 x 3,4-4,7 µm.

**Material adicional analisado:** BRASIL. Amapá, Porto Grande, Floresta Estadual do Amapá, IX/2013, AS 1054 (URM 87053).

**Comentários:** Esta espécie recebeu este nome pela semelhança e proximidade filogenética com *P. guyanensis*. Porém, além da distinção filogenética, a última possui basidioma fortemente aderido ao substrato, fino, 1-1,2 mm e poros menores (Tabela 19) (Decock & Ryvarden 2011).

Figura 32 - *Perenniporia paraguayensis* Lira & Gibertoni. A = Basidioma; B = Basidiosporos; C = Cristais.  
Escalas: A = 1cm; B = 10  $\mu$ m; C = 5  $\mu$ m.



Fonte: Lira, 2016.

Tabela 19 - Principais características morfológicas das espécies brasileiras de *Hornodermoporus*, *Perenniporia* e *Truncospora*.

Espécies	Poros/mm	Basidioma	Basidiosporos (µm)
<b><i>Hornodermoporus</i></b>			
<i>H. martia</i>	4-5	Pileado	5-9 (-10) x 3-6
<b><i>Perenniporia</i></b>			
<i>P. amazonica</i>	6-8	Ressupinado	7,5-8,5 x 2,5-3,5
<i>P. aurantiaca</i>	(6-) 7-8	Ressupinado	4-5,5 x 3-4,2
<i>P. brasiliensis</i>	6-7	Ressupinado	3-4 x 2-3
<i>P. centrali-africana</i>	(6-) 7-8	Ressupinado - Efuso-reflexo	4,5-6,0 (-6,5) x 3,5-5,5
<i>P. contraria</i>	7-8	Pileado - Efuso-reflexo	3,7-4,8 x 3-4
<i>P. cremeopora</i>	6-8	Ressupinado	4-5 x 3-3,5
<i>P. ellipsospora</i>	3-4	Ressupinado	4,5-5 x 3-4
<i>P. parvispora</i>	(6-) 7-8	Ressupinado	3,5-4 (-4,5) x (2-) 3-3,5 (-4)
<i>P. paraguayensis</i>	6-8	Ressupinado	4,5-5,2 x 3,4-4,7
<i>P. roseoisabellina</i>	(2-) 3-4	Ressupinado	7-9 x 5,5-6,5 (-7)
<i>P. sinuosa</i>	2-3	Ressupinado	11-13 x 7-8
<i>P. sprucei</i>	(6-) 7-9	Pileado	6,5-8,7 x 4,2-5,5
<i>P. stipitata</i>	8-10	Pileado	5-6 x 3-4
<i>P. subannosa</i>	(3-) 4-5	Pileado	3,5-5,5 (6-) x 2,5-4,5 (-5)
<i>P. tephropora</i>	4-6	Ressupinado	4,5-6 x 3,5-4,5
<b><i>Truncospora</i></b>			
<i>T. detrita</i>	4-5	Pileado	5,5-8 (-9) x 5-6
<i>T. ochroleuca</i>	2-4	Pileado	12-17 (-20) x 7-10 (-11)
<i>T. ohiensis</i>	5-7	Pileado	11-14 x 6,5-8,5

Fonte: Lira, 2016.

### Chave para espécies de *Perenniporia* registradas no Brasil

1. Basidioma ressuplicado ..... Chave A  
 - Basidioma pileado ..... Chave B

#### Chave A – Basidiomas ressuplicados

2. Basidioma acinzentado ..... 3  
 - Basidioma de coloração diferente ..... 4  
 3. Poros 6-8/mm, basidiosporos oblongo-elipsóides 7,5-8,5 x 2,5-3,5 µm ..... *P. amazonica*  
 - Poros 4-5/mm, basidiosporos elipsóides 4,5-6 x 3,5-4,5 µm ..... *P. tephropora*  
 4. Poros até 4/mm ..... 5  
 - Poros ≥ 6/mm ..... 7  
 5. Poros 3-4/mm, basidiosporos 3,5-4 x 3-4 µm ..... *P. ellipsospora*  
 - Poros 2-3/mm, basidiosporos maiores que 7 µm ..... 6  
 6. Superfície do poro branca, poros angulares, basidiosporos 7,5-9 x 5,5-7 µm .....  
 ..... *P. roseo-isabellina*  
 - Superfície do poro creme a ocrácea, poros angulares a sinuosos, basidiosporos 11-13 x 7-8 µm ..... *P. sinuosa*  
 7. Superfície do poro laranja a avermelhada, basidiosporos 4,5-5,5 x 3-3,5 µm ... *P. aurantiaca*  
 - Superfície do poro branca, creme a café com leite ou amarelo ..... 8

8. Hifas esqueléteas não a fracamente dextrinóides, basidiosporos dextrinóides 3-4 x 2-3  $\mu\text{m}$  ..  
 ..... *P. brasiliensis*
- Hifas esqueléteas e basidiosporos variavelmente dextrinóides..... 9
9. Basidiosporos não a fortemente dextrinóides 4,5-5 x 3-3,5  $\mu\text{m}$ ..... *P. cremeopora*
- Basidiosporos de tamanhos diferentes ..... 10
10. Basidioma adnato, basidiosporos elipsóides a distintamente ovóides, não dextrinóides 3,5-4 x 3-3,5  $\mu\text{m}$  ..... *P. parvispora*
- Basidioma ressupinado ou efuso-reflexo, basidiosporos elipsóides, globosos ou subglobosos, não a fortemente dextrinóides..... 11
11. Basidiosporos 4,5-6.0 (-6.5) x 3,5-5.5 ..... *P. centrali-africana*
- Basidiosporos 4,5-5,2 x 3,4-4,7..... *P. paraguayensis*

### Chave B – Basidiomas pileados

1. Basidioma lateralmente estipitado.....*P. stipitata*
- Basidioma séssil ou efuso-reflexo..... 2
2. Basidiosporos até 5  $\mu\text{m}$  de comprimento .....*P. contraria*
- Basidiosporos de 6,5 até 20  $\mu\text{m}$  de comprimento ..... 3
3. Basidioma liso, esbranquiçado, creme a marrom, poros 7-9/mm, basidiosporos (6,5-) 7,2-8,7 (-10,1) x (3,8-) 4,2-5 (-5,5)  $\mu\text{m}$ , fracamente a não dextrinóides, clamidosporos presentes ...  
 .....*P. sprucei*
- Basidioma concentricamente zonado, acinzentado a café com leite, poros (3-) 4-5/mm, basidiosporos (3,5-) 3,7-5,5(-5,8) x (2,5-) 2,7-4,5(-5,0)  $\mu\text{m}$ , não dextrinóides, clamidósporos ausentes.....*P. subannosa*

### Chave para espécies de *Truncospora* registradas no Brasil

1. Poros 4-5/mm, basidiosporos 10-12,5 (-13) x 5,5-8  $\mu\text{m}$  ..... *T. detrita*
- Poros diferentes, basidiosporos 12-20  $\mu\text{m}$  de comprimento ..... 2
2. Contexto creme, poros 5-7/mm .....*T. ohiensis*
- Contexto bege a ocráceo, poros 2-4/mm..... *T. ochroleuca*



## 5. CONCLUSÕES

Após 102 visitas a seis áreas de caatinga xerófila e a seis de brejos de altitude, pode-se concluir que:

- A Caatinga abriga uma alta diversidade de espécies de Agaricomycetes Lignocelulolíticos quando comparado a outros estudos em áreas tropicais, sendo uma área importante para a conservação da diversidade desses fungos;
- O conhecimento prévio de Agaricomycetes lignocelulolíticos na Caatinga foi ampliado com a adição de 146 espécies (61%) das quais 132 representaram novas ocorrências para estados, região, bioma, país, continente ou ciência;
- Apesar do incremento, as curvas cumulativas das espécies não estabilizaram, exibindo uma necessidade de maior exploração da área para melhor conhecer a diversidade destes fungos;
- Assim como em outras fitofisionomias vegetais (Amazônia, Mata Atlântica), há uma maior ocorrência de espécies classificadas como raras na Caatinga;
- As fisionomias vegetais podem ser diferenciadas de acordo com a abundância e riqueza de espécies desses fungos;
- A pluviosidade não interferiu na riqueza e pouco interfere na abundância das espécies nas áreas de modo geral;
- A antropização não influencia a riqueza e a abundância de espécies no PARNA Catimbau;
- Estudos em biologia molecular são importantes para elucidação de complexo de espécies morfológicamente indistintas adicionalmente aos métodos tradicionais de identificação.

## 6. REFERÊNCIAS

- Abrahão, M. A.; Gugliotta, A. M.; Bonini, V. L. R. Xylophilous Agaricomycetes (Basidiomycota) of the Brazilian Cerrado. **Check List** 8(5): 1102–1116, 2012.
- Albuquerque, U. P.; Araújo, E. L.; Araújo, E. L.; Asfora-Eldeir, A. C.; Lima, A. L. A.; Souto, A.; Bezerra, B. M.; Ferraz, E. M. N.; Freire, E. M. X.; Sampaio, E. V. S. B.; Las-Casas, F. M. G.; Moura, G. J. B.; Pereira, G. A.; Melo, J. G.; Ramos, M. A.; Rodal, M. J. N.; Schiel, N.; Lyra-Neves, R. M.; Alves, R.R.N.; Azevedo-Junior, S. M.; Telino Junior, W. R.; Severi, W. Caatinga Revisited: Ecology and Conservation of an Important Seasonal Dry Forest. **The Scientific World Journal**: 1-18, 2012.
- Alexopoulos, C. J.; Mims, C. W.; Blackwell, M. 1996. **Introductory Mycology**. 4<sup>th</sup> edition, John Wiley and Sons, Inc., Nova York.
- Alves, J. J. A. Caatinga do Cariri paraibano. **Geotonos** 17: 19-25, 2009.
- Alves, J. J. A.; Araújo, M. A.; Nascimento, S. S. Degradação da Caatinga: Uma investigação Ecogeográfica. **Revista Caatinga** 22 (3): 126-135, 2009.
- Amalfi, M.; Decock, C. *Fomitiporia castilloi* sp. nov. and evidence for multiples clades around *F. apiahyna* in Meso- and South America, representing potential species. **Mycologia** 105: 873-887, 2013.
- Amalfi, M.; Robledo, G.; Decock, C. 2014. *Fomitiporia baccharidis* comb. nov., a little known species from high elevation Andean forests and its affinities within the neotropical *Fomitiporia* lineages. **Mycological Progress** 13: 1075-1087.
- Andrade-Lima, D. The caatingas dominium. **Revista Brasileira de Botânica** 4: 149-53, 1981.
- Baltazar, J. M.; Gibertoni, T. B. A checklist of the aphylloroid fungi (*Basidiomycota*) recorded from the Brazilian Atlantic Forest. **Mycotaxon** 109: 439–442, 2009.
- Baltazar, J. M.; Drechsler-Santos, E. R.; Ryvardeen, L.; Cavalcanti, M. A. Q.; Gibertoni, T. B. Contribution to the knowledge of polypores (Agaricomycetes) from the Atlantic forest and Caatinga, with new records from Brazil. **Mycosphere** 3(3): 267–280, 2012.
- Baltazar, J. M.; Ryvardeen, L.; Gibertoni, T. B. *Diplomitoporus* (*Polyporales*, *Basidiomycota*) in Brazil revisited. **Mycological Progress** 13: 313-319, 2013a.
- Baltazar, J. M.; Silveira, R. M. B.; Rajchenberg, M. *Asterostromella roseola* Bres. ex Rick is combined in *Dendrocorticium* (Corticaceae, Agaricomycetes). **Phytotaxa** 104: 49-52, 2013b.
- Baltazar, J. M.; Pildain, M. B.; Gorjón, S. P.; Silveira, R. M. B.; Rajchenberg, M. Phylogenetic relationships of *Hydnum peroxydatum* support the synonymy of *Hydnochaete* with *Hymenochaete* (Hymenochaetaceae, Agaricomycetes). **Mycologia** 106: 323-327, 2014.
- Baltazar, J. M.; Gorjón, S. P.; Pildain, M. B.; Rajchenberg, M.; Da Silveira, R. M. B. *Acanthocorticium brueggemannii*, a new corticioid genus and species related to cyphelloid fungi in the euagarics clade (Agaricales, Basidiomycota). **Botany** 93: 453-463, 2015.
- Barbosa, M. R. V.; Agra, M. F.; Sampaio, E. V. S. B.; Cunha, J. P.; Andrade, L. A. 2004. Diversidade florística da Mata de Pau Ferro, Areia, Paraíba. In Pôrto, K. C.; Cabral, J. P.; Tabarelli, M. (Orgs.). **Brejos de altitude em Pernambuco e Paraíba: história natural, ecologia e conservação**. Brasília: Ministério do Meio Ambiente, p. 111-122.
- Barbosa, M. R. V.; Castro, R.; Araújo, F. S.; Rodal, M. J. N. 2005. Estratégias para a conservação da biodiversidade e prioridades para a pesquisa científica no bioma Caatinga. In: Araújo, F. S. A.; Rodal, M. J. N.; Barbosa, M. R. V. (orgs.). **Análise das**

- variações da biodiversidade do bioma Caatinga.** Brasília: Ministério do Meio Ambiente, p. 415 - 429.
- Beltrão, B. A.; Mascarenhas, J. C.; Miranda, J. L. F.; Souza, L. C.; Galvão, M. J. T. G.; Pereira, S. N. 2005. **Projeto cadastro de fontes de abastecimento por água subterrânea estado de Pernambuco.** Diagnóstico do município de Triunfo. Ministério de Minas e Energia.
- Begerow, B.; Nilsson, H.; Unterseher, M.; Maier, W. Current state and perspectives of fungal DNA barcoding and rapid identification procedures. **Appl. Microbiol. Biotechnol.** 87: 99-108, 2010.
- Bernicchia, A.; Gorjón, S. P. *Fungi Europaei 12 - Corticiaceae s.l.* Edizioni Candusso, Italy, 2010.
- Berthet, P.; Boidin, J. Observations sur quelques Hymenomycètes récoltés en République Camerounaise. **Cahiers de La Maboké** 4 (1): 27-54, 1966.
- Binder M., Hibbett D. S., Larsson K.-H., Larsson E., Langer E., Langer G. The phylogenetic distribution of resupinate forms across the main clades of mushroom-forming fungi (*Homobasidiomycetes*). **Systematics and Biodiversity** 3: 113–157, 2005.
- Binder, M.; Justo, A.; Riley, R.; Salamov, A.; Lopez-Giraldez, F.; Sjakvist, E.; Copeland, a.; Foster, B.; Sun, H.; Larsson, E.; Larsson, K-H.; Townsend, J.; Grigoriev, I. V.; Hibbett, D. Phylogenetic and phylogenomic overview of the *Polyporales*. **Mycologia** 105 (6): 1350-1373, 2013.
- Bisby, F. A.; Shimura, J.; Ruggiero, M.; Edwards, J.; Haeuser, C. Taxonomy, at the click of a mouse. **Nature** 418: 367, 2002.
- Blackwell, M. The Fungi: 1, 2, 3 ... 5.1 million species? **American Journal of Botany** 98 (3): 426–438, 2011.
- Boidin, J. Initiation aux “Croûtex” ou Corticies sensu lato. **Bulletin Fédération Mycologic Dauphiné-Savoie** 120: 4-13, 1991.
- Boidin, J.; Gilles, G. Basidiomycètes Aphyllophorales de l'île de La Reunion. XXI - Suite. **Mycotaxon** 75: 357-387, 2000.
- Boidin, J.; Gilles, G. 2002. À propos du genre *Lopharia* sensu lato (Basidiomycètes, Aphyllophorales). **Bulletin de la Société Mycologique de France.** 118(2): 91-115.
- Boidin, J.; Lanquetin, P. Les genres *Dichostereum* et *Vararia* en Guadeloupe (Basidiomycetes, Lachnocladiaceae). **Mycotaxon** 6(2): 277-336, 1977.
- Boidin, J.; Lanquetin, P. Basidiomycètes Aphyllophorales epitheloides étalés. **Mycotaxon** 16 (2): 461-499, 1983.
- Boidin J, Lanquetin P. Le genre *Scytinostroma* Donk (Basidiomycètes, *Lachnocladiaceae*). **Bibl. Mycol.** 114, 1987.
- Boidin, J.; Lanquetin, P.; Gilles, G. Contribution a la connaissance du genty *Asterostroma* Masee 1889 (Basidiomycotina). **Bull. Soc. Mycol. France** 113: 269-301, 1997a.
- Boidin, J.; Lanquetin, P.; Gilles, G. Le genre *Gloeocystidiellum* sensu lato (Basidiomycotina). **Bulletin de la Société Mycologique de France** 113(1): 1-80, 1997b.
- Borba-Silva, M. A.; Ferreira-Lopes, V.; Drechsler-Santos, E. R. New records of *Flaviporus hydrophilus* and *Phellinus portoricensis* (Fungi: Polypores). **Check List** 9(4): 815–817, 2013.
- Borba-Silva, M. A.; Drechsler-Santos, E. R.; Robledo, G. Community structure and functional diversity of polypores (*Basidiomycota*) in the Atlantic Forest of Santa Catarina state, Brazil. **Biotemas** (UFSC) 28: 1-11, 2015.
- Buchanan, P. K.; Hood, I. A. 1992. New species and new records of Aphyllophorales (Basidiomycetes) from New Zealand. **New Zealand Journal of Botany** 30:95-112.

- Burdsall, H. H. 1985. A contribution to the taxonomy of the genus *Phanerochaete*. **Mycologia Memoirs** 10:1-165.
- Burdsall, H. H. Jr; Nakasone, K. K. Species of effused Aphyllophorales (Basidiomycotina) from the southeastern United States. **Mycotaxon** 17:253-268, 1983.
- Cabral, T. S.; Silva, B. D. B.; Marinho, P.; Baseia, I. G. *Geastrum rusticum* (Geastraceae, Basidiomycota), a new earthstar fungus in the Brazilian Atlantic rainforest - a molecular analysis. **Nova Hedwigia** 98: 265-272, 2014.
- Carranza-Morse, J.; Gilbertson, R. L. 1986. Taxonomy of the *Fomitopsis rosea* complex (Aphyllophorales, Polyporaceae). **Mycotaxon** 25(2):469-486.
- Carranza Velázquez, J.; Ruiz-Boyer, A. Checklist of polypores of Costa Rica. **Revista Mexicana de Micología** 20: 45–52, 2005.
- Castelletti, C. H. M.; Silva, J. M. C.; Tabarelli, M.; Santos, A. M. M. 2003. Quanto ainda resta da caatinga? Uma estimativa preliminar. In: Silva, J.M.C., Tabarelli, M., Fonseca, M.T., Lins, L.V. (orgs.). **Biodiversidade da caatinga: áreas e ações prioritárias para a conservação**. Brasília, Ministério do Meio Ambiente: 91-100.
- Cavalcanti, D.; Tabarelli, M. Distribuição das Plantas Amazônico-Nordestinas no Centro de Endemismo Pernambuco: Brejos de Altitude vs. Florestas de Terras Baixas. In: Porto, K, C.; Cabral, J. J. P.; Tabarelli, M. (eds) **Brejos de altitude em Pernambuco e Paraíba: história natural, ecologia e conservação**. Ministério do Meio Ambiente, Brasília: 285–293, 2004.
- Cerqueira, R. 2001. Um Sistema de Monitoramento e Inventários da Biodiversidade Terrestre do Brasil. In: Garay, I., Dias, B. (eds.) **Conservação da Biodiversidade em Ecossistemas Tropicais. Avanços conceituais e revisão de novas metodologias de avaliação e monitoramento**. Petrópolis, Editora Vozes: 385-398.
- Chamuris, G. P. The non-stipitate stereoid fungi in the northeastern United States and adjacent Canada. **Mycologia Memoirs** 14: 1-247, 1988.
- Chang-Li, Z.; Bao-Kai, C. A new species of *Perenniporia* (Polyporales, Basidiomycota) described from southern China based on morphological and molecular characters. **Mycological Progress** 11: 555-560, 2012.
- Clarke, K. R.; Warwick, R. M. **Change in marine communities: an approach to statistical analysis and interpretation**. Plymouth Marine Laboratory, Plymouth, 1994.
- Coelho, G.; Reck, M.; Silveira, R. M. B.; Guerrero, R. T. *Ceriporia spissa* (Schwein. ex Fr.) Rajchenb. (Basidiomycota): first record from Brazil. **Biociências** 13(2):107–111, 2005.
- Coimbra, V. R. M.; Pinheiro, F. G. B.; Wartchow, F.; Gibertoni, T. B. Studies on *Gymnopus* sect. *Impudicae* (Omphalotaceae, Agaricales) from Northern Brazil: two new species and notes on *G. montagnei*. **Mycological Progress** 14: 110, 2015.
- Corner, E.J.H. Ad Polyporaceas IV. **Beihefte zur Nova Hedwigia** 86:1-265, 1987.
- Corner, E.J.H. Ad Polyporaceas VI. The genus *Trametes*. **Beihefte zur Nova Hedwigia** 97:1-197, 1989.
- Corner, E.J.H. Ad Polyporaceas V. **Beihefte zur Nova Hedwigia** 96:1-218, 1989b.
- Cortecuisse, R.; Samuels, G. J.; Hoff, M.; Rossman, A. Y.; Cremers, G.; Huhndorf, S. M.; Stephenson, L. S. Check-list of fungi from French Guyana. **Mycotaxon** 57: 1-85, 1996.
- Cui, B. K.; Dai, Y. C.; Decock, C. Two species of *Perenniporia* (Basidiomycota, Aphyllophorales) new to China. **Fungal Sci** 21: 23–28, 2006.
- Cui, B. K.; Dai, Y. C.; Decock, C. A new species of *Perenniporia* (Basidiomycota, Aphyllophorales) from eastern China. **Mycotaxon** 99: 175–180, 2007.
- Dai, Y. C. *Hymenochaetaceae* (Basidiomycota) in China. **Fungal Diversity** 45:131-343, 2010.

- Dai, Y. C. Polypore diversity in China with an annotated checklist of Chinese polypores. **Mycoscience** 53: 49-80, 2012.
- Dai, Y. C.; Niemelä, T.; Kinnunen, J. The polypore genera *Abundisporus* and *Perenniporia* (Basidiomycota) in China, with notes on *Haploporus*. **Ann Bot Fenn** 39: 169–182, 2002.
- Dai, Y. C.; Wu, S. H. *Megasporoporia* (Aphylllophorales, Basidiomycota) in China. **Mycotaxon** 89 (2): 379–388, 2004.
- David, A.; Rajchenberg, M. Pore fungi from French Antilles and Guiana. **Mycotaxon** 22(2): 285-325, 1985.
- Decock, C. Studies in *Perenniporia*. Some Southeast Asian taxa revisited. **Mycologia** 93: 774–759, 2001.
- Decock, C.; Figueroa, S. H. Studies in *Perenniporia*: *Navisporus ortizii*, a synonym of *Perenniporia martius*, and a note on *Navisporus* and *Perenniporia* in Cuba. **Cryptogamie Mycologie** 21(3):153-162, 2000.
- Decock, C.; Buchanan, P.; Ryvardeen, L. Revision of some Australasian taxa of *Perenniporia* (Basidiomycota, Aphylllophorales). **Aust. Syst. Bot.** 13: 823–844, 2000a.
- Decock, C.; Figueroa, H. Studies in *Perenniporia*, *Navisporus ortizii*, a synonym of *Perenniporia martius*, and a note on *Navisporus* and *Perenniporia* in Cuba. **Cryptogamie Mycol.** 21:153–162, 2000b.
- Decock, C.; Figueroa, H.; Ryvardeen, L. Studies in *Perenniporia*. *Perenniporia contraria* and its presumed taxonomic synonym *Fomes subannosus*. **Mycologia** 93: 196–204, 2001.
- Decock, C.; Mossebo, D. C. Studies in *Perenniporia* (Basidiomycetes, Aphylllophorales): African Taxa II. *Perenniporia centrali-africana*, a New Species from Cameroon. **Systematics and Geography of Plants** 71 (2): 609-612, 2001.
- Decock, C.; Ryvardeen, L. *Microporellus straminellus* comb. nov., and a note on *Perenniporia stipitata*. **Cryptogamie Mycologie** 19(3): 171-179, 1998.
- Decock, C.; Ryvardeen L. Studies in *Perenniporia*. *Perenniporia detrita* and its taxonomic synonyms. **Mycologia** 91 (2): 386–395, 1999a.
- Decock, C.; Ryvardeen L. Studies in tropical polypores 1. Some coloured resupinate *Perenniporia* species. **Mycological Research** 103 (9):1138–1144, 1999b.
- Decock, C.; Ryvardeen, L. Studies in neotropical polypores 6. New resupinate *Perenniporia* species with small pores and small basidiospores. **Mycologia** 92: 354–360, 2000.
- Decock, C.; Ryvardeen, L. *Perenniporiella* gen. nov. segregated from *Perenniporia*, including a key to neotropical *Perenniporia* species with pileate basidiomes. **Mycological Research** 107: 93–103, 2003.
- Decock, C.; Ryvardeen, L. Additions to the Neotropical *Perenniporia*: *Perenniporia albo-incarnata* comb. nov and *Perenniporia guyanensis* sp. nov. **Cryptogamie Mycologie** 32 (1): 13-23, 2011.
- Drechsler-Santos, E. R.; Vasconcellos-Neto, J. R. T.; Gibertoni, T. B.; Góes-Neto, A.; Cavalcanti, M. A. Q. Notes on *Navisporus*: *N. terrestris* and *N. floccosus* from Brazil. **Mycotaxon** 101: 265-269, 2007.
- Drechsler-Santos, E. R.; Wartchow, F., Baseia, I.G., Gibertoni, T.B., Cavalcanti, M.A.Q. Revision of the Herbarium URM I. *Agaricomycetes* of the semi-arid region of Brazil. **Mycotaxon** 104: 9-18, 2008.
- Drechsler-Santos, E. R.; Gibertoni, T. B.; Góes-Neto, A.; Cavalcanti, M. A. Q. A re-evaluation of the lignocellulolytic *Agaricomycetes* from the Brazilian semi-arid region. **Mycotaxon** 108: 241-244, 2009.

- Drechsler-Santos, E. R.; Santos, P. J. P.; Gibertoni, T. B.; Cavalcanti, M. A. Q. Ecological aspects of *Hymenochaetaceae* in an area of Caatinga (semi-arid) in Northeast Brazil. **Fungal Diversity** 42: 71-78, 2010.
- Drechsler-Santos, E. R.; Cavalcanti, M. A. Q.; Loguercio-Leite, C.; Robledo, G. On Neotropical *Daedalea* species: *Daedalea ryvaridenica* sp. nov. **Kurtziana** 37: 65-72, 2012a.
- Drechsler-Santos, E. R.; Wartchow, F.; Coimbra, V. R. M.; Gibertoni, T. B.; Cavalcanti M. A. Q. Studies on lentinoid fungi (*Lentinus* and *Panus*) from the semi-arid region of Brazil. **The Journal of the Torrey Botanical Society** 139: 437-446, 2012b.
- Drechsler-Santos, E. R.; Ryvariden, L.; Bezerra, J.; Gibertoni, T. B.; Salvador-Montoya, C. A.; Cavalcanti, M. A. Q. New Records of Auriculariales, Hymenochaetales and Polyporales (Fungi, Agaricomycetes) for the Caatinga Biome. **Check List (São Paulo. Online)** 9: 800-805, 2013.
- Drechsler-Santos, E. R.; Melo, G. S. N.; Palacio, M.; Gomes-Silva, A. C. *Gloeophyllales* in **Lista de Espécies da Flora do Brasil**. Jardim Botânico do Rio de Janeiro. Disponível em: <<http://floradobrasil.jbrj.gov.br/jabot/floradobrasil/FB92901>>. Acesso em: 04 Set. 2015.
- Du, P.; Cui, B. K. Two new species of *Megasporoporia* (Polyporales, Basidiomycota) from tropical China. **Mycotaxon** 110: 131– 138, 2009.
- Eastwood, D.C.; Floudas, D.; Binder, M.; Majcherzyk, A.; Schneider, P.; Aerts, A.; Asiegbu, F. O.; Baker, S. E.; Barry, K.; Bendiksby, M.; Blumentritt, M.; Coutinho, P. M.; Cullen, D.; de Vries, R. P.; Gathman, A.; Goodell, B.; Henrissat, B.; Ihrmark, K.; Kauserud, H.; Kohler, A.; LaButti, K.; Lapidus, A.; Lavin, J. L.; Lee, Y. H.; Lindquist, E.; Lilly, W.; Lucas, S.; Morin, E.; Murat, C.; Oguiza, J. A.; Park, J.; Pisabarro, A. G.; Riley, R.; Rosling, A.; Salamov, A.; Schmidt, O.; Schmutz, J.; Skrede, I.; Stenlid, J.; Wiebenga, A.; Xie, X.; Kues, U.; Hibbett, D. S.; Hoffmeister, D.; Hogberg, N.; Martin, F.; Grigoriev, I. V.; Watkinson, S. C. The plant cell wall-decomposing machinery underlies the functional diversity of forest fungi. **Science** 333: 762– 765, 2011.
- Eriksson, J.; Hjortstam, K.; Ryvariden, L. **The Corticiaceae of North Europe** 6: 1048-1276, 1981.
- Feres, F.; Souza, A. P.; Amara, M. C. E.; Bittrich, V. Avaliação de métodos de preservação de amostras de plantas de savanas neotropicais para a obtenção de DNA de alta qualidade para estudos moleculares. **Revista Brasileira de Botânica** 28(2): 277-283, 2005.
- Fernandes, A. G. **Fitogeografia brasileira**. Fortaleza: Multigraf, 1998.
- Ferraz, E. M. N.; Rodal, M. J. N.; Sampaio, E. V. S. B. Physiognomy and structure of vegetation along an altitudinal gradient in the semi-arid region of northeastern Brazil. **Phytocoenologia** 33: 71-92, 2003.
- Ferraz, E. M. N.; Rodal, M. J. N. Caracterização fisionômica-estrutural de um remanescente de floresta ombrófila montana de Pernambuco, Brasil. **Acta Bot Bras** 20 (4): 911–926, 2006.
- Fidalgo, O.; Fidalgo, M. E. P. K. Polyporaceae from Trinidad and Tobago. II. **Mycologia** 59(5): 833–869, 1967.
- Fidalgo, M. E. K. The genus *Hexagona*. **Memoirs of the New York Botanical Garden** 17(2): 35-108, 1968.
- Fidalgo, O.; Bononi, V. L. R. **Técnicas de coleta, preservação e herborização de material botânico**. São Paulo, Instituto de Botânica, 1989.

- Figueiredo, L. S.; Rodal, M. J. N.; Melo, A. L. Florística e fitossociologia de uma área de vegetação arbustiva caducifolia espinhosa no município de Buíque—Pernambuco. **Naturalia** 25: 205–224, 2000.
- Floudas, D.; Binder, M.; Riley, R.; Barry, K.; Blanchette, R. A.; Henrissat, B.; Martínez, A. T.; Otiillar, R.; Spatafora, J. W.; Yadav, J. S.; Aerts, A.; Benoit, I.; Boyd, A.; Carlson, A.; Copeland, A.; Coutinho, P. M.; Vries, R. P. de; Ferreira, P. Findley, K.; Foster, B.; Gaskell, J.; Glotzer, D.; Górecki, P.; Heitman, J.; Hesse, C.; Hori, C.; Igarashi, K.; Jurgens, J. A.; Kallen, N.; Kersten, P.; Kohler, A.; Kües, U.; Kumar, T. K. A.; Kuo, A.; LaButti, K.; Larrondo, L. F.; Lindquist, E.; Ling, A.; Lombard, V.; Lucas, S.; Lundell, T.; Martin, R.; McLaughlin, D. J.; Morgenstern, I.; Morin, E.; Murat, C.; Nagy, L. G.; Nolan, M.; Ohm, R. A.; Patyshakuliyeva, A.; Rokas, A.; Ruiz-Dueñas, F. J.; Sabat, G.; Salamov, A.; Samejima, M.; Schmutz, J.; Slot, J. C.; John, F. St.; Stenlid, J.; Sun, H.; Sun, S.; Syed, K.; Tsang, A.; Wiebenga, A.; Young, D.; Pisabarro, A.; Eastwood, D. C.; Martin, F.; Cullen, D.; Grigoriev, I. V.; Hibbett, D. S. The Paleozoic Origin of Enzymatic Lignin Decomposition Reconstructed from 31 Fungal Genomes. **Science** 336: 1715-1719, 2012.
- Forzza, R. C.; Baumgratz J. F.; Bicudo, C. E. M.; Canhos, D. A. L.; Carvalho, A.; Costa, A.; Costa, D. P.; Hopkins, M.; Leitman, P. M.; Lohmann, L. G.; Lughadha, E. N.; Maia, L. C.; Martinelli, G.; Menezes, M.; Morim, M. P.; Coelho, M. A. N.; Peixoto, A. L.; Pirani, J. R.; Prado, J.; Queiroz, P. L.; Souza, S.; Souza, V. C.; Stehmann, J. R. L.; Sylvestre, S. B.; Walter, M. T.; Zappi, D. 2010. **Síntese da Diversidade Brasileira**. In: Catálogo de Plantas e Fungos do Brasil. 871p.
- Furtado, J. S. Taxonomy of Amauroderma (Basidiomycetes, Polyporaceae). **Memoirs of the New York Botanical Garden** 34: 1-109, 1981.
- Gerber, A. L.; Neves, M. A.; Loguercio-Leite, C. Some species of *Perenniporia* Murrill (*Poriales*, *Basidiomycotina*) from Southern Brazil. **Revista Brasileira de Botânica** 22 (2): 185-193, 1999.
- Gerber, A. L.; Loguercio-Leite, C. New records of Polypores (Aphylophorales) from Southern Brazil. **Mycotaxon** 62: 3015-318, 1997.
- Ghobad-Nejhad, M.; Nilsson, R. H.; Hallenberg, N. Phylogeny and taxonomy of the genus *Vuilleminia* (Basidiomycota) based on molecular and morphological evidence, with new insights into Corticiales. **Taxon** 59 (5): 1519–1534, 2010.
- Gibertoni, T.B.; Ryvarde, L.; Queiroz Cavalcanti, M.A. Studies in neotropical polypores 18 New species from Brazil. **Synopsis Fungorum** 18: 44-56, 2004.
- Gibertoni, T. B.; Cavalcanti, M. A. Q. Stereoid Fungi (Basidiomycota) of the Atlantic Rain Forest in Northeast Brazil. **Nova Hedwigia** 82 (1-2): 105-113, 2006.
- Gibertoni, T. B.; Santos, P. J. P.; Cavalcanti, M. A. Q. Ecological aspects of Aphylophorales in the Atlantic rain forest in northeast Brazil. **Fungal Diversity** 25: 49-67, 2007.
- Gibertoni, T. B. Polyporoid fungi (*Agaricomycetes*, *Basidiomycota*) in the Estação Científica Ferreira Penna (State of Pará, Brazilian Amazonia): diversity and ecological aspects. **Scientifica Acta** 2, 70 –74, 2008.
- Gibertoni, T. B.; Drechsler-Santos, E. R. Lignocellulolytic *Agaricomycetes* from the Brazilian Cerrado biome. **Mycotaxon** 111: 87–9, 2010.
- Gibertoni, T. B.; Drechsler-Santos, E. R.; Baltazar, J. M.; Gomes-Silva, A. C.; Nogueira-Melo, G. S.; Ryvarde, L.; Cavalcanti, M. A. Q. The genus *Trichaptum* (*Agaricomycetes*, *Basidiomycota*) in Brazil. **Nova Hedwigia** 93: 85–96, 2011.
- Gibertoni, T. B.; Martins-Junior, A.; Ryvarde, L.; Sotão, H. *Oxyporus mollis* sp. nov. (*Agaricomycetes*) from the Eastern Brazilian Amazonia. **Nova Hedwigia** 94: 175-179, 2012.

- Gibertoni, T. B.; Lira, C. R., S.; Nogueira-Melo, G. S.; Henriques, I. M. M. M.; Araujo-Neta, L. S.; Santos, M. N.; Costa, R. T. G.; Chikowski, R. S.; da Silva, V. F.; Coimbra, V. R.; Wartchow, F. Agaricomycetes in the Atlantic Rain Forest in Northeast Brazil. **Bol. Mus. Biol. Mello Leitão** (N. Sér.) 36: 51-61, 2014.
- Gibertoni, T. B.; Gomes-Silva, A. C.; Chikowski, R. S.; Lira, C. R. S.; Soares, A. M. S.; Melo, G. S. N.; Araújo Neta, L.; Gugliotta, A. M.; Medeiros, P. S.; Silva, V. F.; Silveira, R. M. B.; Drechsler-Santos, E. R.; Montoya, C.A.S. *Hymenochaetales* in **Lista de Espécies da Flora do Brasil**. Jardim Botânico do Rio de Janeiro, 2015. Disponível em: <<http://floradobrasil.jbrj.gov.br/jabot/floradobrasil/FB92910>>. Acesso em: 04 Set. 2015
- Gibertoni, T. B.; Medeiros, P. S.; Soares, A. M. S.; Gomes-Silva, A. C.; Santos, P. J. P.; Sotao, H. M. P.; Ferreira, L.; Savino, E. The distribution of polypore fungi in endemism centres in Brazilian Amazonia. **Fungal ecology** 20: 1-6, 2015a.
- Gibertoni, T. B.; Nogueira-Melo, G. S.; Lira, C. R., S.; Baltazar, J. M.; Santos, P. J. P. Distribution of poroid fungi (*Basidiomycota*) in the Atlantic Rain Forest in Northeast Brazil: implications for conservation. **Biodiversity and Conservation** 24 (9): 2227-2237, 2015b.
- Gilbert, G. S.; Ferrer, A.; Carranza, J. Polypore fungal diversity and host density in a moist tropical forest. **Biodiversity and Conservation** 11: 947-957, 2002.
- Gilbert, G. S.; Sousa, W. P. Host specialization among wood-decay polypore fungi in a Caribbean mangrove forest. **Biotropica** 34(3): 396-404, 2002.
- Gilbert, G. S.; Gorospe, J.; Ryvarden, L. Host and habitat preferences of polypore fungi in Micronesian tropical flooded forests. **Mycological Research** 112: 674-680, 2008.
- Gilbertson, R. L. Wood-rotting fungi of North America. **Mycologia** 72(1): 1-49, 1980.
- Gilbertson, R. L.; Adaskaveg, J.E. 1993. Studies on wood-rotting basidiomycetes of Hawaii. **Mycotaxon** 49:369-397.
- Gilbertson, R.L.; Blackwell, M. Notes on the wood-rotting fungi on Junipers in the Gulf Coast region. **Mycotaxon** 24:325-348, 1985.
- Gilbertson, R.; Ryvarden, L. North American Polypores. **Synopsis Fungorum** 1. Oslo: Fungiflora, 1986.
- Gilbertson, R.; Ryvarden, L. North American Polypores. **Synopsis Fungorum** 2. Oslo: Fungiflora, 1987.
- Gilbertson, R. L.; Ryvarden, L. European Polypores. Part 1. **Synopsis Fungorum** 6, Oslo: Fungiflora, 1993.
- Ginns, J. H. The genus *Merulius* IV. Species proposed by Berkeley, by Berkeley and Curtis, and Berkeley and Broome. **Mycologia** 63: 219- 236, 1971.
- Ginns, J. *Merulius*: s.s. and s.l., taxonomic disposition and identification of species. **Canadian Journal of Botany** 54 (1-2): 100-167, 1976.
- Giulietti, A. M.; Bocage Neta, A. L.; Castro, A. A. J. F.; Gamarra-Rojas, C. F. L.; Sampaio, E. V. S. B.; Virgínio, J. F.; Queiroz, L. P.; Figueiredo, M. A.; Rodal, M. J. N.; Barbosa, M. R. V.; Harley, R. M. 2004. Diagnóstico da vegetação nativa do bioma Caatinga. Pp. 47-90. In: Silva, J. M. C.; Tabarelli, M.; Fonseca, M. T.; Lins, L. V. (Orgs.). **Biodiversidade da Caatinga: áreas e ações prioritárias para a conservação**. Brasília, Ministério do Meio Ambiente.
- Góes-Neto, A. Polypore diversity in the State of Bahia, Brazil: A historical review. **Mycotaxon** 72: 43-56, 1999.
- Góes-Neto, A.; Marques, M. F. O.; Andrade, J. D.; Santos, D. S. Lignicolous aphylloroid *Basidiomycota* in an Atlantic forest fragment in the semi-arid caatinga region of Brazil. **Mycotaxon** 88: 359-364, 2003.



- Goés-Neto, A.; Loguercio-Leite, C.; Guerrero, R.T. DNA extraction from frozen Field-collected and dehydrated herbarium fungal basidiomata: performance of SDS and CTAB-based methods. **Biotemas** 18 (2): 19-32, 2005.
- Goés-Neto, A.; Baseia, I. G. Filo *Basidiomycota*. In: Gusmão, L. F. P.; Maia, L. C. (eds.) **Diversidade e Caracterização dos Fungos do Semi-Árido Brasileiro**. Recife, Associação Plantas do Nordeste II: 141-160, 2006.
- Goés-Neto, A. 2007. Amostragem de fungos para estudos de filogenia molecular e código de barras de DNA. In: L.C., Maia; E, Malosso; A.M., Yano-Melo (orgs). **Micologia: avanços no conhecimento**. Livros de Resumos do V Congresso Brasileiro de Micologia. Ed. Universitária da UFPE, Recife. 197-201.
- Gomes-Silva, A. C.; Gibertoni, T. B. Checklist of the aphyllorhizaceous fungi (*Agaricomycetes*) of the Brazilian Amazonia. **Mycotaxon** 108: 319–322, 2009.
- Gomes-Silva, A. C.; Ryvarde, L.; Gibertoni, T. B. Notes on *Trametes* from the Brazilian Amazonian. **Mycotaxon** 113: 61-71, 2010a.
- Gomes-Silva, A. C.; Baltazar, J. M.; Ryvarde, L.; Gibertoni, T. B. *Amauroderma calcigenum* (Ganodermataceae, Basidiomycota) and its presumed synonym *A. partitum*. **Nova Hedwigia** 90 (3-4): 449–455, 2010b.
- Gomes-Silva, A. C.; Ryvarde, L.; Medeiros, P. S.; Sotão, H. M.; Gibertoni, T. B. *Polyporus* (*Basidiomycota*) in the Brazilian Amazonia, with notes on *Polyporus indigenus* I. J. Araújo & M. A. de Sousa and *P. sapurema* A. Mueller. **Nova Hedwigia** 94: 227-238, 2012a.
- Gomes-Silva, A. C.; Ryvarde, L.; Gibertoni, T. B. Two new species of *Phellinus* s.l from the Brazilian Amazonia. **Phytotaxa** 67: 55-60, 2012b.
- Gomes-Silva, A. C.; Gibertoni, T. B.; Ryvarde, L. Resupinate poroid fungi from tropical rain forests in Brazil: two new species and new records. **Mycological Progress** 11: 3-9, 2012c.
- Gomes-Silva, A. C.; Ryvarde, L.; Gibertoni, T. B. *Inonotus amazonicus* sp. nov., *I. calcitratus* comb. nov. and notes on *Phylloporia* (*Hymenochaetaceae*, *Agaricomycetes*) from the Brazilian Amazonia. **Mycoscience (Tokyo)** 54: 116-121, 2013.
- Gomes-Silva, A. C.; Medeiros, P. S.; Soares, A. M. S.; Sotão, H. M. P.; Ryvarde, L.; Gibertoni, T. B. Two new species of *Rigidiporus* (*Agaricomycetes*) from Brazil and new records from the Brazilian Amazonia. **Phytotaxa (online)** 156: 191-200, 2014.
- Gomes-Silva, A. C.; Lima-Júnior, N. C.; Malosso, E.; Ryvarde, L.; Gibertoni, T. B. Delimitation of taxa in *Amauroderma* (Ganodermataceae, Polyporales) based in morphology and molecular phylogeny of Brazilian specimens. **Phytotaxa** 227: 201-228, 2015.
- Gomes-Silva, A. C.; Nogueira-Melo, G. S.; Baltazar, J. M.; Drechsler-Santos, E. R.; Lira, C. R. S.; Medeiros, P. S.; Sotão, H. M. P.; Ryvarde, L.; Cavalcanti, M. A.; Gibertoni, T. B. Notes on *Fomitopsis* (Polyporales, Agaricomycetes) from North and Northeast Brazil. **Journal of the Torrey Botanical Society** 142 (2): 179–185, 2015.
- Gorjon, S. P.; Jesus, M. A. Some new species and new records of corticioid fungi (*Basidiomycota*) from the Brazilian Amazon. **Phytotaxa (Online)** 67: 38-54, 2012.
- Groposo, C.; Loguercio-Leite, C.; Goés-Neto, A. *Fuscoporia* Murrill (*Basidiomycota*, *Hymenochaetales*) in Southern Brazil. **Mycotaxon**. 101:55-63, 2007.
- Gugliotta, A. M.; Gibertoni, T. B.; Drechsler-Santos, E. R.; Silveira, R. M. B.; Chikowski, R. S.; Pires, R. M.; Montoya, C. A. S.; Souza, J. F.; Palacio, M.; Rezende, D. H. *C. Polyporales* in **Lista de Espécies da Flora do Brasil**. Jardim Botânico do Rio de

- Janeiro. Disponível em: <<http://floradobrasil.jbrj.gov.br/jabot/floradobrasil/FB92517>>. Acesso em: 12 Dez. 2015.
- Hallenberg N. On the *Hypochnicium eichleri* complex (Basidiomycetes). **Mycotaxon** 24: 431–436, 1985.
- Hallenberg, N.; Hjortstam, K. Four new species of corticioid fungi (Basidiomycotina, Aphyllophorales) from Argentina. **Mycotaxon**. 57:117-123, 1996.
- Hattori, T. *Wrightoporia* (Basidiomycota, Hericiales) species and their allies collected in Japan. **Mycoscience** 49 (1): 56-65, 2008.
- Hattori, T.; Lee, S. Two new species of *Perenniporia* described from a lowland rainforest of Malaysia. **Mycologia** 91: 525-531, 1999.
- Hattori, T.; Sotome, K. Tipo studies of the polypores described by E.J.H. Corner from Asia and West Pacific areas VIII. Species described in *Trametes* (2). **Mycoscience** 54, 4: 297–308, 2013.
- Hibbett, D. S.; Donoghue, M. J. Analysis of character correlations among wood decay mechanisms, mating systems, and substrate ranges in *Homobasidiomycetes*. **Systematic Biology** 50(2): 215–242, 2001.
- Hibbett, D. S.; Binder, M.; Bischoff, J. F.; Blackwel, M.; Cannon, P. F.; Eriksson, O. E.; Huhndorf, S.; James, T.; Kirk, P. M.; Lücking, R.; Thorsten-Lumbsch, H.; Lutzoni, F.; Matheny, P. B.; McLaughlin, D. J.; Powell, M.J., Redhead, S., Schoch, C.L., Spatafora, J.W., Stalpers, J.A., Vilgalys, R., Aime, M. C.; Aptroot, A.; Bauer, R.; Begerow, D.; Benny, G. L.; Castlebury, L. A.; Crous, P. W.; Dai, Y. C.; Gams, W.; Geiser, D. M.; Griffith, G. W.; Gueidan, C.; Hawksworth, D. L.; Hestmark, G.; Hosaka, K.; Humber, R. A.; Hyde, K. D.; Ironside, J. E.; Kõljalg, U.; Kurtzman, C. P.; Larsson, K. H.; Lichtwardt, R.; Longcore, J.; Miadlikowska, J.; Miller, A.; Moncalvo, J. M.; Mozley-Standridge, S.; Oberwinkler, F.; Parmasto, E.; Reeb, V.; Rogers, J. D.; Roux, C.; Ryvarden, L.; Sampaio, J. P.; Schüssler, A.; Sugiyama, J.; Thorn, R. G.; Tibell, L.; Untereiner, W. A.; Walker, C.; Wang, Z.; Weir, A.; Weiss, M.; White, M. M.; Winka, K.; Yao, Y. J.; Zhang, N. A higher-level phylogenetic classification of the Fungi. **Mycological Research** 111: 509-47, 2007.
- Hjortstam, K.; Larsson, K.-H.; Ryvarden, L. 1987. The Corticiaceae of North Europe. **Synopsis Fungorum** 1. Oslo: Fungiflora.
- Hjortstam, K.; Larsson, K.-H.; Ryvarden, L.; Eriksson, J. The Corticiaceae of North Europe. 8:1450-1631, 1988.
- Hjortstam, K. Corticioid fungi described by M.J. Berkeley. **Kew Bulletin** 44: 301-315, 1989.
- Hjortstam, K.; Ryvarden, L. *Lopharia* and *Porostereum* (Basidiomycotina). **Synopsis Fungorum** 4. Oslo: Fungiflora, 1990.
- Hjortstam, K.; Ryvarden, L. Corticioid species (Basidiomycotina, Aphyllophorales) from Colombia III. **Mycotaxon** 79: 189 – 200, 2001.
- Hjortstam, K.; Ryvarden, L. Checklist of corticioid fungi (Basidiomycotina) from the tropics, subtropics, and the southern hemisphere. **Synopsis Fungorum** 22: 27-128, 2007a.
- Hjortstam, K.; Ryvarden, L. Some species of corticioid fungi (Basidiomycotina, Aphyllophorales) from Costa Rica. **Synopsis Fungorum** 22: 17-24, 2007b.
- Hjortstam, K.; Ryvarden, L. Studies in corticioid fungi from Venezuela III (Basidiomycotina, Aphyllophorales). **Synopsis Fungorum** 23: 56-107, 2007c.
- Hjortstam, K.; Ryvarden, L. Checklist of corticioid fungi (Basidiomycotina) from the tropics, subtropics, and the southern hemisphere. **Synopsis Fungorum** 22: 27-128, 2007d.
- Insumran, Y.; Klinhom, U.; Pramual, P. Variability of internal transcribed spacer ribosomal DNA sequences of *Fuscoporia gilva* and *Fuscoporia* sp. in Thailand. **Czech Mycology** 64(1): 55-64, 2012.

- Juncá, F. A.; Borges, C. L. S. Fauna associada a bromélias terrícolas da Serra da Jiboia, Bahia. **Sitientibus Série Ciências Biológicas**, 2 (1/2): 73-81, 2002.
- Kendrick, B. 2002. **The fifth kingdom**. 3<sup>a</sup> ed., Focus Information Group, Inc., Newburyport.
- Kirk, P. M.; Cannon, P. F.; Minter, D. W.; Stalpers, J. A. 2008. **Ainsworth and Bisby's dictionary of the fungi**. 10th ed. Wallingford, CAB International.
- Kotiranta, H.; Saarenoksa, R. 1990. Reports of Finnish corticolous Aphyllorphales (Basidiomycetes). **Karstenia** 30:43-69.
- Kout, J.; Vlasák J. Notes on two species of *Diplomitoporus* (Basidiomycota, Polyporaceae) of Central America. **Revista Mexicana de Biodiversidad** 81: 9–14, 2010.
- Lamepe - Laboratório de Meteorologia de Pernambuco. 2012. **Médias históricas dos dados climáticos do Estado de Pernambuco**. Recife: Instituto de Tecnologia de Pernambuco.
- Larsson, K.H. Taxonomy of *Trechispora farinacea* and proposed synonyms I. Species with a grandinioid or hydroid hymenophore. **Symbolae Botanicae Upsalienses** 30 (3): 101-118, 1995.
- Larsson, K-H. Molecular phylogeny of *Hyphoderma* and the reinstatement of *Peniophorella*. **Mycological Research** 111: 186–195, 2007.
- Larsson, K-H. Re-thinking the classification of corticioid fungi. **Mycological Research**. 1040 – 1063, 2007b.
- Larsen, M.; Cobb-Pouille, L. A. *Phellinus* (Hymenochaetaceae). A survey of the world taxa. **Synopsis Fungorum** 3, Fungiflora, Oslo, 1990. 206 p.
- Læssøe, T.; Ryvarden, L. Studies in Neotropical polypores 26. Some new and rarely recorded polypores from Ecuador. **Synopsis Fungorum** 27: 34-58, 2010.
- Leal, I. R.; Tabarelli, M.; Silva, J. M. C. 2003. **Ecologia e Conservação da Caatinga**. Recife, Editora Universitária.
- Lechner, B. E.; Wright, J. E.; Albertó, E. The genus *Pleurotus* in Argentina. **Mycologia** 96 (4): 845-858, 2004.
- Léger, J. C. Le genre *Hymenochaete* Léveillé. **Bibliotheca Mycologica**. J. Cramer: Berlin, Stuttgart, Germany, 1998.
- Lemke, P. A. The genus *Aleurodiscus* (sensu lato) in North America. **Canadian Journal of Botany** 42 (6): 723 – 768, 1964.
- Li, H. J.; Cui, B. K. Taxonomy and phylogeny of the genus *Megasporoporia* and its related genera. **Mycologia** 105 (2): 368-383, 2013.
- Li, H. J.; Cui, B. K.; Dai, Y. C. Taxonomy and multi-gene phylogeny of *Datronia* (Polyporales, Basidiomycota). **Persoonia** 32: 170-182, 2014.
- Lima-Júnior, N. C.; Gibertoni, T. B.; Malosso, E. Delimitation of some neotropical laccate *Ganoderma* (Ganodermataceae): molecular phylogeny and morphology. **Rev Biol Trop** 62 (3): 1197-208, 2014.
- Lindblad, I. Host specificity of some wood-inhabiting fungi in a tropical forest. **Mycologia** 92: 399-405, 2000.
- Lindblad, I. 2001. Wood-inhabiting fungi in primary and secondary seasonally dry tropical forest, Costa Rica. In: **Diversity and distribution of wood-inhabiting Basidiomycetes on decomposing logs-examples from tropical and boreal forests**. PhD Thesis. University of Oslo, Norway: 1-23.
- Lodge, D. J.; Cantrell, S. Fungal communities in wet tropical forest: variation in time and space. **Canadian Journal Botany** 73 (1): 1391-1398, 1995.
- Lodge, D. J.; Ammirati, J. F.; O'Dell, T. E.; Mueller, G. M.; Hunhdorf, S. M.; Wang, C. J.; Stokland, J. N.; Stokland, J. N.; Schmit, J. P.; Ryvarden, L.; Leacock, P. R.; Mata, M.; Umaña, L.; Wu, Q. F.; Czederpiltz, D. L. 2004. Terrestrial and Lignicolous Macrofungi.

- In*: Mueller, G. M.; Bills, G. F.; Foster (eds.). **Biodiversity of fungi: inventory and monitoring methods**. Elsevier Academic Press: 127-172.
- Loguercio-Leite, C.; Wright, J. E. The genus *Phellinus* (Hymenochaetaceae) on the Island of Santa Catarina, Brazil. **Mycotaxon** 54: 361-388, 1995.
- Loguercio-Leite, C.; Wright, J. E. *Diplomitoporus dilutabilis* a new species of Polyporaceae (Aphyllophorales) from Santa Catarina Island, Brazil. **Mycotaxon** 68: 47–51, 1998.
- Looney, B. P.; Birkebak, J. M.; Matheny, P. B. Systematics of the genus *Auricularia* with an emphasis on species from the southeastern United States. **North American Fungi** 8 (6): 1-25, 2013.
- Lowe, J. L. Polyporaceae of North America. The genus *Poria*. **Technical Publication of the State University College of Forestry at Syracuse University** 90:1-183, 1966.
- Lowy, B. A morphological basis for classifying the species of *Auricularia*. **Mycologia** 43:351–358, 1951.
- Lowy, B. The genus *Auricularia*. **Mycologia** 44: 656-692, 1952.
- Maekawa, N. Taxonomic study of Japanese Corticiaceae (Aphyllophorales). I. Reports of the Tottori Mycological Institute. 31:1-149, 1993.
- Maekawa, N. Taxonomic study of Japanese Corticiaceae (Aphyllophoraceae) II. Reports of the Tottori Mycological Institute. 32:1-123, 1994.
- Maia, H. S. 1960. Fungos Diversos. **Pulicações do Instituto de Micologia do Recife** 267: 1-51.
- Maia, L. C.; Gibertoni, T. B. 2002. Fungos registrados no semi-árido nordestino. In: Sampaio, E. V. S. B.; Giuliatti, A. M.; Virgínio, J.; Gamarra-Rojas, C. F. L. (eds.) **Vegetação e Flora da Caatinga**. Recife, Associação Plantas do Nordeste/APNE e Centro Nordestino de Informações sobre Plantas/CNIP: 163-176.
- Maia, L. C.; Drechsler-Santos, E. R.; Cáceres, M. 2007. Representatividade dos fungos nos herbários brasileiros. In: Maia, L.C., Malosso, E., Yano-Melo, A.M. (eds.) **Micologia, avanços no conhecimento**. Recife, Congresso Brasileiro de Micologia, 5, Editora Universitária UFPE: 189-194.
- Maia, L. C.; Carvalho Junior, A. A.; Cavalcanti, L. H.; Gugliotta, A. M.; Drechsler-Santos, E. R.; Santiago, A. L. A.; Cáceres, M. E. S.; Gibertoni, T. B.; Aptroot, A.; Giachini, A. J.; Soares, A. M. S.; Gomes-Silva, A. C.; Magnago, A. C.; Goto, B. T.; Lira, C. R. S.; Montoya, C. A.; Pires-Zottarelli, C. L.; Silva, D. K.; Soares, D. J.; Rezende, D. H.; Luz, E. D.; Gumboski, E. L.; Wartchow, F.; Karstedt, F.; Freire, F. M.; *et al.* Diversity of Brazilian Fungi. *Rodriguésia* (Online) 64, 1-13, 2015.
- Martínez, A. T. Biodegradation of lignocellulosics: microbial, chemical, and enzymatic aspects of the fungal attack of lignin. **International Microbiology** 8:195-204, 2005.
- Masuka, A. J.; Ryvarden, L. *Dichomitus* in Africa. **Mycological Research** 103 (9): 1126–1130, 1999.
- Mata, M.; Ryvarden, L. Studies in Neotropical polypores 24. New and interesting species from Costa Rica. **Synopsis Fungorum** 23:51-55, 2007.
- Medeiros, P. S.; Gomes-Silva, A. C.; Ryvarden, L.; Gibertoni, T. B. Notes on *Perenniporia* Murrill (*Basidiomycota*) from the Brazilian Amazonia. **Nova Hedwigia** 93 507-519, 2012.
- Miettinen, O. *Diplomitoporus dilutabilis* belongs to *Cinereomyces* (Polyporales, Basidiomycota). **Mycotaxon**. 121:345-348, 2012.
- Miettinen, O.; Larsson, K. H. 2011. *Sidera*, a new genus in Hymenochaetales with poroid and hydroid species. **Mycological Progress** 10 (2): 131-141.

- Ministério do Meio Ambiente. 2002. **Avaliação e ações prioritárias para a conservação da biodiversidade da caatinga**. Brasília: Universidade Federal de Pernambuco, Conservation International, Fundação Biodiversitas.
- Moncalvo, J. M.; Lutzoni, F. M.; Rehner, S. A.; Johnson, J.; Vilgalys, R. Phylogenetic relationships of agaric fungi based on nuclear large subunit ribosomal DNA sequences. **Systematic Biology** 49: 278-305, 2000.
- Monteiro da Cruz, M. A. O.; Borges-Nojosa, D. M.; Langguth, A.; Sousa, M.; Silva, L. A. M.; Leite, L. M. R. M.; Prado, F. M. V.; Veríssimo, K. C. S.; Lins, B. Biodiversidade de mamíferos em áreas prioritárias para a conservação da Caatinga. In: Araújo, F.S.; Rodal, M.J.N. e Barbosa, M.R.V. (Org.). **Análise das variações da biodiversidade do Bioma Caatinga: suporte a estratégias regionais de conservação**. 1ed. Brasília: Ministério do Meio Ambiente, v. 12, p. 181-201, 2005.
- Montoya-Alvarez, A. F.; Hayakawa, H. H.; Minamya, Y.; Fukuda, T.; López-Quintero C. A.; Franco-Molano, A. E. Phylogenetic relationships and review of the species of *Auricularia* (Fungi: Basidiomycetes) in Colombia. **Caldasia** 33:55–66, 2011.
- Moreira, J. N.; Lira, M. A.; Santos, M. V. F.; Ferreira, M. A.; Araújo, G. G. L.; Ferreira, R. L. C.; Silva, G. C. Caracterização da vegetação de Caatinga e da dieta de novilhos no Sertão de Pernambuco. **Pesquisa Agropecuária Brasileira** 41: 1643-1651, 2006.
- Mueller, G. M.; Bills, G. F. Introduction. In: Mueller, G.M., Bills, G.F., Foster, M.S. (eds.) **Biodiversity of Fungi - Inventory and monitoring methods**. Amsterdam: Elsevier, Academic Press: 159-163, 2004.
- Nakasone, K. K. 1990. Cultural studies and identification of wood-inhabiting Corticiaceae and selected Hymenomycetes from North America. **Mycologia Memoirs** 15:1-412.
- Nakasone, K. K. Studies in *Phlebia*. Six species with teeth. **Sydowia** 49 (1) 49-79, 1997.
- Nakasone, K. K. *Mycoaciella*, a synonym of *Phlebia*. **Mycotaxon**. 81:477-490, 2002.
- Nakasone, K. K. Tipo studies of resupinate hydnoaceous Hymenomycetes described by Patouillard. *Cryptogamie Mycologie* 24 (2): 131 – 145, 2003.
- Neves, M. A.; Baseia, I. G.; Drechsler-Santos, E. R.; Góes-Neto, A. **Guide to the Common Fungi of the Semi-arid Region of Brazil**. Florianópolis: TECC, 2013.
- Nietiedt, S. A.; Guerrero, R. T. New synonymy in *Hyphoderma rude* (Corticiaceae). **Mycotaxon** 67: 95-98, 1998.
- Nordén, B.; Ryberg, M.; Götmark, F.; Olausson, B. Relative importance of coarse and fine woody debris for the diversity of wood-inhabiting fungi in temperate broadleaf forests. **Biological Conservation** 117: 1-10, 2004.
- Núñez, M.; Ryvarden, L. *Polyporus* (Basidiomycotina) and Related Genera. **Synopsis Fungorum** 10, Oslo: Fungiflora, 1995.
- Núñez, M.; Ryvarden, L. The genus *Aleurodiscus* (Basidiomycotina). **Synopsis Fungorum** 12:1-164, 1997.
- Núñez, M.; Ryvarden, L. East Asian Polypores. **Synopsis Fungorum** 13, Oslo: Fungiflora, 2000.
- Núñez, M.; Ryvarden, L. East Asian polypores 2. Polyporaceae s. lato. **Synopsis Fungorum** 14: 165–522, 2001.
- Nylander, J. A. A. MrModeltest v2.3 Program distributed by the author. **Evolutionary Biology Centre**, Uppsala University, 2004.
- Odum, E. P. 1988. **Ecologia**. Vol. 1. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan. p – 258.
- Ortiz-Santana, B.; Lindner, D. L.; Miettinen, O.; Justo, A.; Hibbett, D. S. A phylogenetic overview of the *Antrodia* clade (Basidiomycota, Polyporales). **Mycologia** 105 (6): 1391 – 1411, 2013.

- Parmasto, E. New taxa and new combinations in hymenochaetoid fungi (Hymenomycetes). **Folia Cryptogamica Estonica** 37: 55-66, 2000.
- Parmasto, E. Hymenochaetoid fungi (Basidiomycota) of Nort America. **Mycotaxon** 79: 107 – 176, 2001.
- Parmasto, E.; Henrik-Nilsson, R.; Larsson, K-H. Cortbase version 2 – extensive updates of a nomenclatural database for corticioid fungi (Hymenomycetes). **PhyloInformatics** 5:1-7, 2004.
- Parmasto, E.; Saar, I.; Larsson, E.; Rummo, S. Phylogenetic taxonomy of *Hymenochaete* and related genera (Hymenochaetales). **Mycological Progress** 13: 55-64, 2014.
- Pegler, D. N. 1983. The genus *Lentinus*: A world monograph. **Kew Bull. Add. Ser.** 10: 1–281.
- Pennington, R. T.; Prado, D. E.; Pendry, C. A. 2000. Neotropical Seasonally Dry Forests and Quaternary Vegetation Changes. **Journal of Biogeography** 27: 261-271.
- Pereira, R. C. A.; Silva, J. A.; Barbosa, J. I. S. Flora de um “brejo de altitude” de Pernambuco: Reserva Ecológica da Serra Negra. **Anais da Academia Pernambucana de Ciência Agrônômica** 7: 286–304, 2010.
- Pilát, A. *Hymenomycetes* novi vel minus cogniti Cechoslovakiae. II. **Acta Musei Nationalis Pragae.** 9B (2):1-109, 1953.
- Prado, D. E. 2003. As Caatingas da América do Sul. In: Leal, I. R.; Tabarelli, M.; Silva, J. M. C. **Ecologia da conservação da Caatinga.** Recife: UFPE, p. 3-73.
- Rajchenberg, M. On *Trametes aethalodes* and other species of *Daedalea* (Polyporaceae). **Canadian Journal of Botany** 64: 2130-2135, 1986.
- Rajchenberg, M.; Bianchinotti, M.V. *Trametes fumoso-avellanea* (Aphylllophorales): a taxonomic study. **Nordic Journal of Botany** 11(2): 225-230, 1991.
- Ramos, G. J. P.; Oliveira, I. B.; Moura, C. W. N. Desmídias de ambiente fitotelmata bromelícola da Serra da Jiboia, Bahia, Brasil. **Revista Brasileira de Biociências** 9 (1): 103-113, 2011.
- Reeves, F.; Welden, A. L. West Indian species of *Hymenochaete*. **Mycologia** 59: 1034-1049, 1967.
- Reid, D. A. A monograph of the stipitate stereoid fungi. Beihefte zur **Nova Hedwigia** 18:1-382, 1965.
- Reid, D. A. A reappraisal of tipo and authentic specimens of Basidiomycetes in the van der Byl herbarium, Stellenbosch. **South African Journal of Botany** 39:141–178, 1973.
- Reid, D.A. Notes on polypores. 2. **Memoirs of the New York Botanical Garden** 28(1): 179-198, 1976.
- Robledo, G. L.; Rajchenberg, M. South American polypores: first annotated checklist from Argentinean Yungas. **Mycotaxon** 100: 5–9, 2007.
- Rodal, M. J. N.; Andrade, K. V. A.; Sales, M. F.; Gomes, A. P. S. Fitossociologia do componente lenhoso de um refúgio vegetacional no município de Buíque, Pernambuco. **Revista Brasileira de Biologia** 58(3): 517–526, 1998.
- Robledo, G. L.; Urcelay, C.; Domínguez, L.; Rajchenberg, M. Taxonomy, ecology, and biogeography of polypores (Basidiomycetes) from Argentinian Polylepis woodlands. **Canadian Journal of Botany** 84: 1561-1572, 2006.
- Rodal, M. J. N.; Araújo, F. S.; Barbosa, M. R. V. Vegetação e flora em áreas prioritárias para a conservação da Caatinga. In: Araújo, F.S., Rodal, M.J.N., Barbosa, M.R.V (org). **Análises das Variações da Biodiversidade do Bioma Caatinga: Suporte a estratégias regionais de conservação.** Brasília: Ministério do Meio Ambiente, 2005.

- Rodal, M. J. N.; Nascimento, L. M. The arboreal component of a dry forest in northeastern Brazil. **Braz. J. Biol.** 66 (2A): 479–491, 2006.
- Rodal, M. J. N.; Sales, M. F. Flora de um Brejo de Altitude na escarpa oriental do planalto da Borborema, PE, Brasil. **Acta Bot Bras** 19 (4): 843–858, 2005.
- Rodal, M. J. N.; Sales, M. F. Composição da flora vascular em um remanescente de floresta montana no semi-árido do nordeste do Brasil. **Hoehnea** 34(4): 433-446, 2007.
- Rodal, M. J. N.; Barbosa, M. R. V.; Thomas, W. W. Do the seasonal forests in northeastern Brazil represent a single floristic unit? **Braz. J. Biol.** 68 (3): 467–475, 2008.
- Rodrigues, C. L. M.; Gerrero, R. T. Corticioid basidiomycetes on the bark of living trees from Porto Alegre, Brazil. **Mycotaxon** 122: 7-23, 2012.
- Rogers, S.O.; Bendich, A. J. Extraction of DNA from milligram amounts of fresh, herbarium and mummified plant tissues. **Systematic Botany** 17: 324–336, 1985.
- Rojas, C.; Stephenson, S. L. Myxomycete ecology along an elevation gradient on Cocos Island, Costa Rica. **Fungal Diversity** 29: 117-127, 2007.
- Ronquist, F.; Huelsenbeck, J. P. MRBAYES 3: Bayesian phylogenetic inference under mixed models. **Bioinformatics** 19: 1572– 1574, 2003.
- Ruiz-Dueñas, F. J.; Martínez, A. T. Microbial degradation of lignin: how a bulky recalcitrant polymer is efficiently recycled in nature and how we can take advantage of this. **Microbial Biotechnology** 2 (2): 164-177, 2009.
- Ryvarden L. New and noteworthy polypores from tropical America. **Mycotaxon** 28: 525–541, 1987.
- Ryvarden, L. Tipo studies in the Polyporaceae 19. Species described by M.C. Cooke. **Mycotaxon** 31: 45–58, 1988.
- Ryvarden, L. The studies in the Polyporaceae. 22 Species described by C.G. Lloyd in *Polyporus*. **Mycotaxon** 38: 83 – 102, 1990.
- Ryvarden, L. Genera of Polypores-Nomenclature and Taxonomy. **Synopsis Fungorum** 5, Oslo: Fungiflora, 1991.
- Ryvarden, L. Studies in neotropical polypores 7. *Wrightoporia* (Hericiaceae, Basidiomycetes) in tropical America. **Karstenia** 40: 153-158, 2000.
- Ryvarden, L. A note on the genus *Hydnodon*. **Synopsis Fungorum** 15: 31-33, 2002.
- Ryvarden, L. Neotropical Polypores. Part 1. **Synopsis Fungorum** 19, Oslo: Fungiflora, 2004.
- Ryvarden, L. 2005. *Inonotus* – a Synopsis. **Synopsis Fungorum** 22, Fungiflora, Oslo.
- Ryvarden, L. 2014. Studies in Neotropical polypores 37. Some new and interesting species from tropical America. **Synopsis Fungorum** 32: 58-67.
- Ryvarden, L.; Gilbertson R. L. 1993. European Polypores. Vol. 1. **Synopsis Fungorum** 6. Fungiflora, Oslo, 355 p.
- Ryvarden, L.; Gilbertson, R. L. European polypores Part 2. **Synopsis Fungorum** 7: 394-743, 1994.
- Ryvarden, L.; Hjortstam, K.; Iturriaga, T. 2005. Studies in corticioid fungi from Venezuela II (Basidiomycotina, Aphyllophorales). **Synopsis Fungorum** 20: 42-78.
- Ryvarden, L.; Iturriaga, T. Studies in neotropical polypores 10. New polypores from Venezuela. **Mycologia** 95(6): 1066-1077, 2003.
- Ryvarden, L.; Johansen, I. A preliminary polypore flora of East Africa. Oslo: Fungiflora, 1980.
- Ryvarden, L.; Melo, I. 2014. European Polypores. Vol. 3. **Synopsis Fungorum** 31. Fungiflora, Oslo, 455p.
- Ryvarden, L.; Wright, J.E.; Rajchenberg, M. *Megasporoporia*, a new genus of resupinate polypores. **Mycotaxon** 16(1): 172-182, 1982.

- Sampaio, E. V. S. B. 2010. Caracterização do bioma Caatinga: características e potencialidades. *In*: Gariglio, M. A.; Sampaio, E. V. S. B.; Cestaro, L. A.; Kageyama, P. Y. (orgs.). **Uso sustentável e conservação dos recursos florestais da Caatinga**. Brasília: Serviço Florestal Brasileiro, p. 29-48.
- Santos, B. A.; Melo, F. P. L.; Ramos, R. R. D.; Siqueira Filho, J. A. S.; Tabarelli, M. 2012. Caatinga. *In*: Scarano, F. (org.). **Biomass brasileiros, retratos de um país plural**. Rio de Janeiro: Casa da Palavra.
- Schilling, A. C.; Batista, J. L. F. Curva de acumulação de espécies e suficiência amostral em florestas tropicais. **Revista Brasileira de Botânica** 31 (1): 179-187, 2008.
- Silva, M. C.; Queiroz, J. E. R.; Araújo, K. D. Pazera Junior, E. 2006. Condições ambientais da Reserva Ecológica Estadual da Mata Pau Ferro, Areia-PB. **Geografia** 15(1) 2006.
- Silveira, R. M. B.; Wright, J. E. The taxonomy of *Echinochaete* and *Polyporus s. str.* in southern South America. **Mycotaxon** 93: 1-59, 2005.
- Silveira, R. M. B. 2016. *Corticiales* in Lista de Espécies da Flora do Brasil. Jardim Botânico do Rio de Janeiro. Disponível em: <<http://floradobrasil.jbrj.gov.br/jabot/floradobrasil/FB92806>>. Acesso em: 18 Jan. 2016
- Siqueira Filho, J. A.; Souza, D. P.; Siqueira, A. A.; Meiado, M. V.; Corrêa, L. C.; Campelo, M. J. A.; Ramos, R. R. D. A queda do mito: Composição, riqueza e conservação das plantas vasculares das caatingas do Rio São Francisco. *In*: Siqueira Filho, J. A. (org.) **As flores das caatingas do Rio São Francisco: história natural e conservação**. Rio de Janeiro: Andrea Jakobsson: 161-191, 2012.
- Skrede, I.; Engh, I. B.; Binder, M.; Carlsen, T.; Kausrud, H.; Bendiksby, M. Evolutionary history of *Serpulaceae* (Basidiomycota): molecular phylogeny, historical biogeography and evidence for a single transition of nutritional mode. **Evolutionary Biology** 11: 230, 2011.
- Staden, R.; Beal, K. F.; Bonfield, J. K. The Staden Package. **Computer Methods in Molecular Biology. Bioinformatics Methods and Protocols** 132: 115-130, 1998.
- Stalpers, J. A. **Identification of wood-inhabiting Aphylophorales in pure culture**. Holanda: Studies in Mycology, 248p, 1978.
- Stalpers, J. A. The aphylophoraceous fungi I. Keys to the species of the Thelephorales. **Studies in Mycology** 35, 1993.
- Stalpers, J. A. The aphylophoraceous fungi II. Keys to the species of the Hericiales. **Studies in Mycology** 40, 1996.
- Systemsma, K.; Givnish, T. J.; Smith, J. F.; Hahn, W. J. **Collection and storage of land plant samples for macromolecular comparisons**. *In* Methods in Enzymology - Molecular Evolution: Producing the Biochemical Data (E.A. Zimmer, T.J. White, R.L. Cann & A.C. Wilson, eds.). Academic Press, San Diego 24: 23-38, 1993.
- Tabarelli, M.; Silva, J. M. C. 2003. Áreas e ações prioritárias para a conservação da biodiversidade da Caatinga. *In*: Leal, I. R.; Tabarelli, M.; Silva, J. M. C. (orgs.). **Ecologia e conservação da Caatinga**. Recife: UFPE, p. 777-796.
- Tamura, K.; Peterson, D.; Peterson, N.; Stecher, G.; Nei, M.; Kumar, S. MEGA5: Molecular Evolutionary Genetics Analysis using Maximum Likelihood, Evolutionary Distance, and Maximum Parsimony Methods. **Molecular Biology and Evolution** 28: 2731-2739, 2011.
- Tautz, D.; Arctander, P.; Minelli, A.; Thomas, R. H.; Vogler, A. P. A plea for DNA taxonomy. **Trends Ecol. Evol.** 18: 70-74, 2003.
- Taylor, N.; Zappi, D. 2004. **Cacti of Eastern Brazil**. Kew: Royal Botanic Gardens.



- Teixeira, A. R. Himenomicetos Brasileiros: Auriculariales e Dacrymycetales. **Bragantia** 5 (2): 153-186, 1945.
- Teixeira, A. R. Chave para identificação dos gêneros de Polyporaceae com base na morfologia do basidiocarpo. **Boletim do Instituto de Botânica** 8:1-55, 1993.
- Teixeira, A. R. 1995. **Método para estudo das hifas do basidiocarpo de fungos poliporáceos**. Manual nº 6, Instituto de Botânica, São Paulo.
- Tian, X. M.; Yu, H. Y.; Zhou, L. W.; Decock, C.; Vlasák, J.; Dai, Y. C. Phylogeny and taxonomy of the *Inonotus linteus* complex. **Fungal Diversity** 58: 159-169, 2013.
- Torrend, C. 1940. **As Poliporáceas da Bahia e Estados Limítrofes**. In: Anais da 1ª Reunião Sul- Americana de Botânica (1938) 2: 325-341.
- Velloso, A. L.; Sampaio, E. V. S. B.; Pareyn, F. G. C. 2002. **Ecorregiões propostas para o bioma Caatinga**. Recife: Flamar.
- Viégas, A. P. Alguns fungos do Brasil V. Basidiomycetos – Auriculariales. **Bragantia** 5 (3): 197-212, 1945.
- Watling, R. **Colour Identification Chart**. Edinburgh, Scotland: Her Majesty's Stationary Office, 1969.
- Wartchow, F.; Sulzbacher, M. A.; Selosse, A. M.; Grebenc, T.; Aime, C. M.; Sa, M. C. A.; Pinheiro, F. G. B.; Baseia, I. G.; Ovrebo, C. L. *Sebacina aureomagnifica*, a new heterobasidiomycete from the Atlantic Forest of northeast Brazil. **Mycological Progress** 14: 109-115, 2015.
- Webster, J.; Weber, R. **Introduction to Fungi**. 3 edition, Cambridge University Press, Cambridge, 841p, 2007.
- Wei, M. 2004. Corticioid Basidiomycetes: Unravelling the Phylogeny of Fungal Cinderellas. **Mycological Research** 108 (9): 980-981.
- Westphalen, M. C.; Reck, M. A.; Silveira, R. M. B. 2012. The genus *Junghuhnia* in Brazil. **Nova Hedwigia** 94 (1-2): 209-220.
- White, T. J.; Bruns, T.; Lee, S.; Taylor, J. W. **Amplification and direct sequencing of ribosomal RNA genes for phylogenetics**. In: Innis, MA; Gelfand, DH; Sninsky, JJ; White, TJ. PCR Protocols, a Guide to Methods and Applications. Academic Press, New York, 315-322, 1990.
- Xiong, H. X.; Dai, Y. C.; Cui, B. K. *Perenniporia* minor (Basidiomycota, Aphyllophorales), a new polypore from China. **Mycotaxon** 105: 59-64, 2008.
- Yurchenko, E. & Kotiranta, H. 2011. Rare or little known corticioid basidiomycetes from southern Belarus. **Mycotaxon**. 115:383-400.
- Zak, J. C.; Willig, M. R. **Fungal Biodiversity Patterns**. In: Introduction to Fungi. 3 edition, Cambridge University Press, Cambridge: 9-75, 2007.
- Zhao, C-H.; Cui, B-K. A new species of *Perenniporia* (Polyporales, Basidiomycota) described from southern China based on morphological and molecular characters. **Mycological Progress** 11: 555-560, 2012.
- Zhao, C-H.; Cui, B-K. Morphological and molecular identification of four new resupinate species of *Perenniporia* (Polyporales) from southern China. **Mycologia** 105(4): 945-958, 2013a.
- Zhao, C-H.; Cui, B-K. Five species of *Perenniporia* (Polyporales) new to China. **Mycosystema** 32(2): 192-201, 2013b.
- Zhao, C-H.; Cui, B-K.; Steffen, K. T. *Yuchengia*, a new polypore genus segregated from *Perenniporia* (Polyporales) based on morphological and molecular evidence. **Nordic Journal of Botany** 31: 331-338, 2013.

Zhou, X. S.; Dai, Y. C. A new species of *Megasporoporia* (Polyporales, Basidiomycota) from China. **Mycological Progress** 7(4): 253–255, 2008.