



Universidade Federal de Pernambuco  
Centro de Biociências  
Departamento de Micologia  
Programa de Pós-Graduação em Biologia de Fungos

**JOSÉ RIBAMAR COSTA OLIVEIRA FILHO**

**HYMENOGASTRACEAE (BASIDIOMYCOTA) POROIDE NO NORDESTE DO  
BRASIL: TAXONOMIA MOLECULAR E MORFOLÓGICA**

**RECIFE**

**2017**

**JOSÉ RIBAMAR COSTA OLIVEIRA FILHO**

**HYMENOGASTRACEAE (BASIDIOMYCOTA) POROIDE NO NORDESTE DO  
BRASIL: TAXONOMIA MOLECULAR E MORFOLÓGICA**

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

Orientadora: Profa Dra Tatiana Baptista Gibertoni

**RECIFE  
2017**

**Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP) de acordo com ISBD**

Oliveira Filho, José Ribamar Costa

Hymenochaetaceae (Basidiomycota) poroide no nordeste do Brasil :  
taxonomia molecular e morfológica / José Ribamar Costa Oliveira Filho. –  
Recife, 2017.

111 f. : il.

Orientadora: Prof. Dra. Tatiana Baptista Gibertoni.

Dissertação (mestrado) – Universidade Federal de Pernambuco.  
Centro de Biociências. Programa de Pós-graduação em Biologia  
de Fungos, 2017.

Inclui referências.

1. Fungos. 2. Biologia (Classificação). I. Gibertoni, Tatiana Baptista (Orientadora). II. Título.

579.5

CDD (22.ed.)

UFPE/CB – 2018 - 129

**JOSÉ RIBAMAR COSTA OLIVEIRA FILHO**

**HYMENOGYNIACEAE (BASIDIOMYCOTA) POROIDE NO NORDESTE DO  
BRASIL: TAXONOMIA MOLECULAR E MORFOLÓGICA**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Pós-Graduação em Biologia de Fungos, Área de Concentração Micologia Básica, da Universidade Federal de Pernambuco, como requisito parcial para obtenção do título de mestre em Biologia de Fungos.

Aprovada em: 20/02/2018.

**COMISSÃO EXAMINADORA**

---

Dra Tatiana Baptista Gibertoni/Universidade Federal de Pernambuco

---

Dra Bianca Denise Barbosa da Silva/Universidade Federal da Bahia

---

Dr. Alexandre Reis Machado/Universidade Federal de Pernambuco

Dedico a duas pessoas:

Minha mãe, Telma Maria, a minha maior incentivadora e a pessoa que mais amo neste planeta.

E a Otamires Oliveira (*in memoriam*), a minha segunda mãe, a pessoa mais extraordinária que já conheci.

## AGRADECIMENTOS

Agradeço primeiro a Deus, pelo dom da vida e por todas as oportunidades já alcançadas.

Agradeço a minha mãe, Telma Maria Oliveira, por todo o incentivo de todas as formas possíveis e imagináveis.

Minha profunda e imensa gratidão a Otamires Oliveira (*in memorian*), minha segunda mãe.

Agradeço a minha orientadora, Dra Tatiana Gibertoni, pela amizade, ensinamentos, sugestões e toda a valiosa contribuição para o desenvolvimento deste trabalho.

Aos amigos: Ana Cassia, Antoniel, Celso Antonio, Felipe, Jonatas Castro, Ingrid Santana, Gustavo Lima, Kerllon Kendrick e Deuzanir Amorim, pela valiosa ajuda nas coletas, mesmo nos ambientes mais hostis.

Ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (Cnpq), pela bolsa de estudo.

A Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) e a Pós-graduação em Biologia de Fungos, por todo apoio financeiro disponibilizado.

Aos amigos do Laboratório de Basidiomycota (LabB) e Laboratório II, Angelina Ottoni, Cleverton Mendonça, Priscylla Sobreira, Renata Chikovski e Renato Alvarenga, pela ajuda, ensinamentos e por tornarem o dia-a-dia mais agradável.

Aos colegas do Laboratório de Basidiomycota (LabB), Adriene Mayra, Carla Lira, Paulo Assis e Valéria Silva, pela contribuição durante a realização desta pesquisa.

A João Batista, por todas as vezes que precisei pedir materiais herborizados.

A toda a minha família, pelos incentivos diretos e indiretos.

Enfim, minha gratidão a todos que tiveram alguma colaboração no desenvolvimento desta pesquisa.

“Cada vez que você faz  
uma opção está transformando  
sua essência em alguma coisa  
um pouco diferente do que era  
antes.”

C.S. Lewis

## RESUMO

Hymenochaetaceae constitui uma família de fungos poroides, caracterizada macroscopicamente por basidiomas pileados a ressupinados, em variações de marrom, lenhosos, com reação xantocroica positiva e microscopicamente por apresentar hifas sem grampos de conexão e comumente apresentar setas, sejam himeniais ou tramais. A circunscrição baseada apenas em características morfológicas tem se mostrado imprecisa e, com a adição de ferramentas moleculares, tem se evidenciado a polifilia de muitos gêneros no grupo. A maioria das filogenias propostas para a família é baseada principalmente em espécimes de regiões temperadas, existindo lacunas sobre o conhecimento da taxonomia molecular de espécimes neotropicais. Desse modo, o objetivo do presente trabalho foi contribuir para o conhecimento da taxonomia de Hymenochaetaceae com a adição de espécimes provenientes da região neotropical, em particular do Brasil. O material analisado foi proveniente de 12 estados brasileiros, tanto de coletas realizadas durante os anos de 2016 e 2017 quanto do Banco de Fragmentos de Basidiomas (BDNA) do Departamento de Micologia da UFPE. Os basidiomas foram analisados macro e micromorfolologicamente e também por meio de análises moleculares com extração de DNA, amplificação das regiões-alvo (ITS e LSU) e sequenciamento. Um total de 46 espécimes foi avaliado no presente estudo e estão distribuídos em 9 gêneros: *Fomitiporia*, *Fomitiporella*, *Fulvifomes*, *Phylloporia*, *Fuscoporia*, *Inonotus*, *Phellinotus* e dois possíveis novos gêneros. São propostas 11 espécies como possivelmente novas para a ciência: duas de *Fuscoporia*, uma de *Fomitiporella* e oito de *Phylloporia*. Uma espécie de *Fomitiporella* é referida como primeira ocorrência para o Brasil. A sinonimização de *Phellinotus* para *Fomitiporella* é sugerida, bem como a sinonimização de *Phellinus macrosporus* e *Inonotus adnatus* em *Inonotus micantissimus*. *Fulvifomes rhytiphloeus* é recuperado por meio de análises moleculares, bem como *Fuscoporia licnoides*, um nome recuperado para espécies morfolologicamente similares a *F. gilva*, mas que apresentam superfície abhimenial muito zonada. A adição de espécimes neotropicais contribuiu para melhor delimitação de várias espécies e reconhecimento da diversidade de Hymenochaetaceae no Brasil.

**Palavras-chave:** *Phellinus* s.l. *Inonotus* s.l. *Phylloporia*. Filogenia. Diversidade.

## ABSTRACT

Hymenochaetaceae is a family of poroid fungi characterized macroscopically by basidiomata pileate to resupinate, brownish, woody, with positive xanthocroic reaction and microscopically by hyphae without clamp connections and setae commonly present, either hymenial or tramal. The circumscription based only on morphological characteristics has been shown to be inaccurate and, with the addition of molecular tools, the polyphyly of many genera has been evidenced. However, most of the phylogenies proposed for the family are based mainly on specimens from temperate regions, and there are gaps in the knowledge of the molecular taxonomy of Neotropical specimens. Thus, the objective of the present work was to contribute to the knowledge of the taxonomy of Hymenochaetaceae with the addition of specimens from the Neotropical region, in particular from Brazil. The material analyzed was provenient from 12 Brazilian states, both from collections undertaken from 2016 and 2017 and from the Banco de Fragmentos de Basidiomas (BDNA) of the Departamento de Micologia de UFPE. The basidiomata were analyzed macro- and micromorphologically and through molecular analyses based on DNA extraction, amplification of the target regions (ITS and LSU) and sequencing. A total of 46 specimens were evaluated in the present study and were distributed in 9 genera: *Fomitiporia*, *Fomitiporella*, *Fulvifomes*, *Phylloporia*, *Fuscoporia*, *Inonotus*, *Phellinotus* and two possible new genera. Eleven species are proposed as possibly new to science: two of *Fuscoporia*, one of *Fomitiporella* and eight of *Phylloporia*. A species of *Fomitiporella* is referred as the first occurrence for Brazil. The synonymization of *Phellinotus* for *Fomitiporella* is suggested, as well as the synonymization of *Phellinus macrosporus* and *Inonotus adnatus* to *Inonotus micantissimus*. *Fulvifomes rhytiphloeus* is recovered by molecular analyses, as well as *Fuscoporia licnoides*, a name recovered for species morphologically similar to *F. gilva*, but with very zoned abhymenial surface. The addition of Neotropical specimens contributed to better delimitation of several species and recognition of the diversity of Hymenochaetaceae in Brazil.

**Key-Words:** *Phellinus* s.l. *Inonotus* s.l. *Phylloporia*. Phylogeny. Diversity.

## LISTA DE ILUSTRAÇÕES

Figura 1 – Árvore filogenética de Hymenochaetaceae poroide obtida por análises de sequências da região LSU do rDNA. Os valores de bootstrap são mostrados sobre os nós. As sequências obtidas nesse estudo estão em negrito. Somente os valores acima de 50% são mostrados. *Amyloporia carbonica* e *Fomes fomentarius* representam o grupo externo. .... 34

Figura 2 – Basidioma de *Fomitiporia apiahyna* (PH1). AB = superfície abhimenial. 40

Figura 3 – Árvore filogenética de *Fomitiporia* obtida por máxima verossimilhança de sequências da região LSU do rDNA. Os valores dos suportes são referentes a bootstrap e probabilidade posterior respectivamente. As sequências obtidas nesse estudo estão em negrito. Somente os valores acima de 50% são mostrados. *Amyloporia carbonica* e *Fomes fomentarius* representam o grupo externo. .... 41

Figura 4 – Árvore filogenética de *Fomitiporia* obtida por máxima verossimilhança de sequências da região ITS do rDNA. Os valores dos suportes são referentes à bootstrap e probabilidade posterior. As sequências obtidas nesse estudo estão em negrito. Somente os valores acima de 50% são mostrados. *Amyloporia carbonica* e *Fomes fomentarius* representam o grupo externo..... 42

Figura 5 – Basidioma de *Fomitiporella micropora* (JRF135). H = superfície himenial. Escala = 1 cm..... 45

Figura 6 – Basidioma de *Phellinotus neoaridus* (PH5). AB = superfície abhimenial. H = superfície himenial. Escala = 1 cm..... 45

Figura 7 – Basidiomas de *Fomitiporella* sp. (PPT111). H = superfície himenial. Escala = 1 cm..... 46

Figura 8 – Árvore filogenética de *Fomitiporella* obtida por máxima verossimilhança de sequências da região LSU do rDNA. Os valores dos nós são referentes à bootstrap e probabilidade posterior respectivamente. As sequências obtidas nesse

estudo estão em negrito. Somente os valores acima de 50% são mostrados. *Amyloporia carbonica* e *Fomes fomentarius* representam o grupo externo ..... 47

Figura 9 – Árvore filogenética de *Fomitiporella* obtida por máxima verossimilhança de sequências da região ITS do rDNA. Os valores dos nós são referentes à bootstrap e probabilidade posterior respectivamente. As sequências obtidas nesse estudo estão em negrito. Somente os valores acima de 50% são mostrados. *Amyloporia carbonica* e *Fomes fomentarius* representam o grupo externo. .... 48

Figura 10 – Basidiomas de *Inonotus micantissimus* (PPT132). H = superfície himenial. Escala = 1 cm ..... 50

Figura 11 – Árvore filogenética de *Inonotus* s.s. obtida por análises de sequências da região LSU do rDNA. Os valores dos suportes são referentes à máxima verossimilhança (MV) e análise Bayesiana (BA). As sequências obtidas nesse estudo estão em negrito. Somente os valores acima de 50% são mostrados. *Bondarzewia montana* e *Russula violacea* representam o grupo externo..... 51

Figura 12 – Árvore filogenética de *Inonotus* s.s. obtida por máxima verossimilhança de sequências da região ITS do rDNA. Os valores dos suportes são referentes à bootstrap e probabilidade posterior. As sequências obtidas nesse estudo estão em negrito. Somente os valores acima de 50% são mostrados. *Bondarzewia montana* e *Russula violacea* representam o grupo externo. .... 51

Figura 13 – Árvore filogenética de *Inonotus* s.l. obtida por máxima verossimilhança de sequências da região ITS do rDNA. Os valores dos suportes são referentes a bootstrap e probabilidade posterior. As sequências obtidas nesse estudo estão em negrito. Somente os valores acima de 50% são mostrados. *Amyloporia carbonica* e *Fomes fomentarius* representam o grupo externo..... 53

Figura 14 – Árvore filogenética de *Inonotus* s.l. obtida por máxima verossimilhança de sequências da região LSU do rDNA. Os valores dos suportes são referentes a bootstrap e probabilidade posterior. As sequências obtidas nesse estudo estão em negrito. Somente os valores acima de 50% são mostrados. *Amyloporia carbonica* e *Fomes fomentarius* representam o grupo externo..... 54

Figura 15 – Basidioma de *Inonotus* cf. *pseudoradiatus* AB = superfície abhimenial. H = superfície himenial. Escala = 1 cm. .... 54

Figura 17 – Árvore filogenética de *Fulvifomes* obtida por máxima verossimilhança de sequências da região ITS do rDNA. Os valores dos suportes são referentes a bootstrap e probabilidade posterior respectivamente. As sequências obtidas nesse estudo estão em negrito. Somente os valores acima de 50% são mostrados. *Amyloporia carbonica* e *Fomes fomentarius* representam o grupo externo. .... 59

Figura 18 – Basidiomas de *Fulvifomes*. A. *Fulvifomes rhytiphloeus* (AMO763) B. *Fulvifomes kawakamii* (AS615) C. *Fulvifomes kawakamii* (AS1733). D. *Fulvifomes* sp. (JRF74). AB = superfície abhimenial. H = superfície himenial. Escala = 1 cm e 2 cm (em D)..... 60

Figura 19 – Árvore filogenética de *Fuscoporia* obtida por máxima verossimilhança de sequências da região ITS do rDNA. Os valores dos suportes são referentes à bootstrap e probabilidade posterior respectivamente. As sequências obtidas nesse estudo estão em negrito. Somente os valores acima de 50% são mostrados. *Amyloporia carbonica* e *Fomes fomentarius* representam o grupo externo. .... 64

Figura 20 – Árvore filogenética de *Fuscoporia* obtida por máxima verossimilhança de sequências da região LSU do rDNA. Os valores dos suportes são referentes à bootstrap e probabilidade posterior. As sequências obtidas nesse estudo estão em negrito. Somente os valores acima de 50% são mostrados. *Amyloporia carbonica* e *Fomes fomentarius* representam o grupo externo..... 65

Figura 21 – Basidiomas de *Fuscoporia*. A. *Fuscoporia* sp1 (PH2). B. *Fuscoporia licnoides* (JRF148). C. *Fuscoporia gilva* (JRF130). D. *Fuscoporia* sp2 (6B). AB = superfície abhimenial. H = superfície himenial. Escala = 1 cm..... 66

Figura 22 – Basidiomas de *Phylloporia*. A. *Phylloporia* sp5 (JRF145) B. *Phylloporia* sp7 (BDNA3027). C. *Phylloporia* sp1 (PPT271) D. *Phylloporia* sp8 (JB6) AB = Superfície abhimenial. H = Superfície himenial. Escala = 1 cm. .... 70

Figura 23 – Árvore filogenética de *Phylloporia* obtida por máxima verossimilhança de sequências da região LSU do rDNA. Os valores dos suportes são referentes a bootstrap e probabilidade posterior. As sequências obtidas nesse estudo estão em negrito. Somente os valores acima de 50% são mostrados. *Amyloporia carbonica*, *Fomes fomentarius*, *Tropicoporus* sp. e *Tropicoporus guanacastensis* representam o grupo externo. .... 71

## LISTA DE TABELAS

Tabela 1 – Locais e datas das coletas ..... 19

Tabela 2 – Espécimes de Hymenochaetaceae poroide identificados e seus respectivos locais de origem, indicando novas ocorrências: BR = Brasil, CI = Ciência, Ams = América do Sul, MA = Maranhão. .... 31

## LISTA DE ABREVIATURAS E SIGLAS

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

## SUMÁRIO

|                                                                                                                                                                    |            |
|--------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|------------|
| <b>1 INTRODUÇÃO .....</b>                                                                                                                                          | <b>17</b>  |
| 1.1 PROBLEMATIZAÇÃO .....                                                                                                                                          | 18         |
| 1.2 OBJETIVOS .....                                                                                                                                                | 18         |
| <b>1.2.1 Objetivo Geral .....</b>                                                                                                                                  | <b>18</b>  |
| <b>1.2.2 Objetivos Específicos .....</b>                                                                                                                           | <b>19</b>  |
| 1.3 PROCEDIMENTOS METODOLÓGICOS.....                                                                                                                               | 19         |
| <b>1.3.1 Área de coleta.....</b>                                                                                                                                   | <b>19</b>  |
| <b>1.3.2 Coleta, preservação e análise dos espécimes.....</b>                                                                                                      | <b>20</b>  |
| <b>1.3.3 Análises moleculares.....</b>                                                                                                                             | <b>21</b>  |
| <b>1.3.4 Análises filogenéticas.....</b>                                                                                                                           | <b>22</b>  |
| <b>2 REVISÃO DE LITERATURA .....</b>                                                                                                                               | <b>24</b>  |
| 2.1 A FAMÍLIA HYMENOGASTRACEAE .....                                                                                                                               | 24         |
| 2.2 HYMENOGASTRACEAE POROIDE .....                                                                                                                                 | 25         |
| 2.3 HYMENOGASTRACEAE POROIDE NO BRASIL .....                                                                                                                       | 29         |
| <b>3 ANÁLISE DOS RESULTADOS .....</b>                                                                                                                              | <b>31</b>  |
| 3.1 <i>Fomitiporia</i> Murrill .....                                                                                                                               | 39         |
| 3.2 <i>Fomitiporella</i> Murrill e <i>Phellinotus</i> Drechsler-Santos, Robledo & Rajchenberg .....                                                                | 43         |
| 3.3 <i>Inonotus</i> s.l. Karst.....                                                                                                                                | 48         |
| 3.4 <i>Fulvifomes</i> Murrill .....                                                                                                                                | 55         |
| 3.5 <i>Fuscoporia</i> Murrill .....                                                                                                                                | 60         |
| 3.6 <i>Phylloporia</i> Murrill .....                                                                                                                               | 66         |
| <b>4 CONCLUSÕES .....</b>                                                                                                                                          | <b>73</b>  |
| <b>REFERÊNCIAS.....</b>                                                                                                                                            | <b>74</b>  |
| <b>APÊNDICE A – Lista de códigos de acesso das sequências utilizadas nas análises filogenéticas .....</b>                                                          | <b>83</b>  |
| <b>APÊNDICE B – Fungal Planet descriptions sheets .....</b>                                                                                                        | <b>102</b> |
| <b>APÊNDICE C – An updated phylogeny and diversity of <i>Phylloporia</i> (Hymenochaetales): nine new species and a worldwide key to the genus (no prelo) .....</b> | <b>104</b> |

|                                                                                                                                                                           |     |
|---------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|-----|
| ANEXO A – Árvore filogenética de <i>Phylloporia</i> obtida por análises de<br>sequências da região LSU do rDNA cedida por Guangjuan Ren e Yu-Cheng<br>Dai, pers. com..... | 111 |
|---------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|-----|

## 1 INTRODUÇÃO

No filo Basidiomycota, a família Hymenochaetaceae apresenta grande representatividade pelo número de espécies, com 487 espécies descritas (Kirk et al. 2008), além de sua importância ecológica na decomposição de madeira morta em ecossistemas florestais, bem como parasitas de plantas (Dai et al, 2007; Dai, 2010). A família foi proposta por Donk (1948) e tem como características de reconhecimento: a presença de microestruturas xantocroicas, que reagem na presença de KOH, tornando-se enegrecidas permanentemente; basidiomas de coloração marrom ferruginoso, lenhosos, de morfologia variada, podendo ser desde ressupinados a estipitados; superfície himenial lisa, hidnoide a poroide; hifas generativas sem grampos de conexão; e presença frequente de elementos setais no himênio ou na trama (Ryvarden, 2004).

Os gêneros mais expressivos de Hymenochaetaceae poroide são: *Phellinus* s.l., *Inonotus* s.l., *Coltricia* Gray, *Coltriciella* Murrill, *Aurificaria* D.A. Reid e *Phylloporia* Murrill, sendo a delimitação destes, baseada principalmente em características morfológicas e anatômicas (Wagner & Fischer, 2001). Na taxonomia tradicional, essas características não são uniformes, o que resulta em uma separação intergenérica duvidosa. Muitos autores têm relatado a presença de espécies crípticas em Hymenochaetaceae poroide, em que distinção apenas morfológica não é possível (Fischer & Binder, 2004), existindo a necessidade de somar dados moleculares, sejam estes considerados individualmente ou ligados a perspectivas ecológicas e biogeográficas (Fischer & Binder, 2004; Decock et al. 2007). Assim, a adição de estudos moleculares, tem mostrado que os gêneros anteriormente propostos não são naturais (Wagner & Fischer, 2001, 2002a; Wagner & Ryvarden, 2002; Jeong et al. 2005; Amalfi et al. 2010; Yombiyeni et al. 2011; Zhou & Dai, 2012; Tian et al. 2013; Zhou & Qin, 2013; Zhou, 2015; Dreschler-Santos et al. 2016; Zhou et al. 2016; Ji et al. 2017a, 2017b).

*Phellinus* é o maior gênero de Hymenochaetaceae, com 220 espécies (Larsen & Cobb-Pouille, 1990), sendo considerado cosmopolita. Seus representantes podem ser saprófitos ou parasitas de um considerável número de gimnospermas e angiospermas, ocasionando podridão branca (Wagner & Fischer, 2002a). *Inonotus* é muito relacionado a *Phellinus*, separado deste morfológicamente pelos basidiomas anuais, de consistência frágil e sistema hifálico monomítico (Ryvarden & Gilbertson,

1994; Nuñez & Ryvarden, 2000; Ryvarden, 2004). Já *Aurificaria*, segundo Ryvarden (2004), é relacionada a *Inonotus*, mas difere por apresentar distinta crosta no píleo, ausência de setas e consistência geralmente mais lenhosa que em *Inonotus*. Contudo, estudos moleculares atuais sugeriram a sinonimização de espécies de *Aurificaria* em *Inonotus* e *Fulvifomes* (Ryvarden, 2005; Zhou, 2014). Tanto *Phellinus* quanto *Inonotus* atualmente são segregados em vários outros gêneros com maior suporte monofilético a partir de estudos baseados em dados moleculares (Wagner & Fischer, 2001, 2002a; Larsson *et al.* 2006, Drechsler-Santos *et al.* 2016).

*Coltricia* e *Coltriciella* representam gêneros poroides estipitados. Na perspectiva molecular, *Coltricia* e *Coltriciella* formam um grupo bem delimitado, no entanto seu posicionamento em Hymenochaetaceae não é suportado, representando um grupo irmão desta família (Larson *et al.* 2006).

## 1.1 PROBLEMATIZAÇÃO

Das abordagens sobre a filogenia de Hymenochaetaceae poroide, apenas os trabalhos de Wagner & Fischer (2001, 2002a), Góes-Neto *et al.* (2002), Jin *et al.* (2005), Amalfi *et al.* (2010), Amalfi & Decock (2013), Campos-Santana *et al.* (2014, 2016), Ariyawansa *et al.* (2015), Campos-Santana *et al.* (2016), Drechsler-Santos *et al.* (2016) e Ferreira-Lopes *et al.* (2016) utilizam sequências de espécimes tropicais, dos quais apenas Góes-Neto *et al.* (2002), Campos-Santana *et al.* (2014, 2016), Ariyawansa *et al.* (2015), Campos-Santana *et al.* (2016), Drechsler-Santos *et al.* (2016) e Ferreira-Lopes *et al.* (2016) utilizam sequências de espécimes coletados no Brasil. Esses artigos, até o presente momento, são os únicos trabalhos que aliaram dados morfológicos e moleculares no estudo do grupo em uma perspectiva global. Assim, o estudo morfológico e molecular de mais espécimes provenientes da região neotropical trará melhores respostas acerca da delimitação dos gêneros e espécies de representantes poroides de Hymenochaetaceae, bem como coletas em áreas pouco exploradas acessar uma riqueza ainda desconhecida.

## 1.2 OBJETIVOS

### 1.2.1 Objetivo Geral

Contribuir para o conhecimento da riqueza de Hymenochaetaceae poroide em áreas do Nordeste brasileiro e para a taxonomia morfológica e molecular deste grupo.

### 1.2.2 Objetivos Específicos

- a) Inventariar e identificar espécies de Hymenochaetaceae poroide coletados no Nordeste por meio de análises morfológicas e moleculares.
- b) Identificar a ocorrência de espécies endêmicas, raras ou novas para a ciência.
- c) Avaliar e discutir a filogenia do grupo de estudo.

## 1.3 PROCEDIMENTOS METODOLÓGICOS

### 1.3.1 Área de coleta

As coletas foram realizadas em áreas de Mata Atlântica, restinga e manguezal em três estados: Alagoas, Maranhão e Pernambuco (Tabela 1).

Tabela 1 – Locais e datas das coletas

| Local                                                               | Estado | Nº de coletas | Período                             | Coordenadas                  |
|---------------------------------------------------------------------|--------|---------------|-------------------------------------|------------------------------|
| Restinga da praia do Araçagi (São José de Ribamar)                  | MA     | 1             | Fevereiro (2016)                    | 2°27'50.4"S 44°10'53.5"O     |
| Manguezais da Praia da Beira da Costa (Bacurituba)                  | MA     | 2             | Fevereiro (2016)<br>Dezembro (2016) | 2°45'56.9"S 44°38'10.2"O     |
| Restingas e manguezais da Praia da Caúra (São José de Ribamar)      | MA     | 1             | Dezembro (2016)                     | 2°33'15.1"S 44°02'25.8"O     |
| Restinga e manguezais da Praia de Panaquatira (São José de Ribamar) | MA     | 1             | Janeiro (2017)                      | 2°28'36.1"S 44°03'02.6"O     |
| Manguezais do município de Apicum-Açu                               | MA     | 1             | Fevereiro (2017)                    | 1°29'52.0"S 45°05'51.0"O     |
| Restingas e manguezais do município de Tutóia                       | MA     | 1             | Janeiro (2017)                      | 2°46'42.05"S<br>2°17'42.84"O |
| Manguezais do município de Humberto de Campos                       | MA     | 1             | Janeiro (2017)                      | 2°35'46.2"S 43°27'15.0"O     |

Tabela 1 – Continuação

|                                                            |    |   |                             |                         |
|------------------------------------------------------------|----|---|-----------------------------|-------------------------|
| Jardim Botânico do Recife                                  | PE | 2 | Junho (2016)<br>Maio (2017) | 8°04'36.4"S34°58'00.8"O |
| Refúgio Ecológico Charles Darwin                           | PE | 1 | Maio (2017)                 | 7°49'42.8"S34°52'26.8"O |
| Reserva Particular do Patrimônio Natural Fazenda São Pedro | AL | 1 | Novembro (2016)             | 9°33'18.3"S35°57'26.3"O |

Fonte: Oliveira-Filho, 2017

Adicionalmente, foram utilizados espécimes provenientes de outros estados e biomas do Brasil, coletados e doados por outros pesquisadores e do Banco de Fragmentos de Basidiomas (BDNA) do Laboratório de Basidiomycota do Departamento de Micologia da Universidade Federal de Pernambuco (UFPE).

### 1.3.2 Coleta, preservação e análise dos espécimes

Os procedimentos de coleta foram baseados em Lodge *et al.* (2004). Todos os substratos passíveis de desenvolvimento de macrofungos foram observados, o que inclui ramos mortos de árvores vivas, troncos e galhos em decomposição, com particular atenção a locais úmidos e sombreados. Os basidiomas poroides encontrados nas áreas foram coletados com o auxílio de faca e acondicionados em sacos de papel devidamente etiquetados com um número de coleta, data, local de coleta e coordenadas geográficas. A coloração dos basidiomas foi referida por meio da carta de cores de Watling (1969). Outras características como tipo de substrato de desenvolvimento dos basidiomas e se possível a identificação da planta (família, gênero ou espécie) em que o fungo está se desenvolvendo também foram anotadas. Em clima ensolarado, basidiomas com consistência carnosa foram expostos ao sol para redução de umidade.

Após o transporte dos basidiomas para pontos de apoio, fragmentos dos basidiomas foram retirados e depositados em tubos de Eppendorf com sílica-gel e conservados a -20°C em freezer. Os basidiomas foram fotografados com régua ou um objeto para servir de referência de tamanho e desidratados em sílica em locais secos e arejados.

Para a identificação dos espécimes coletados foram observadas características macro e microscópicas dos basidiomas. Entre as características macroscópicas estão: forma do basidioma, consistência, presença de subículo,

elementos da superfície abhimenial e himenial: coloração, presença de zanações e ornamentações, tamanho e forma dos poros e tipos de dissepimentos (finos, grossos, inteiros e lacerados). Para observação das características microscópicas foram realizados cortes à mão livre e os cortes foram montados em lâminas com KOH e floxina, apenas em KOH ou apenas em reagente de Melzer e observados ao microscópio. Foram observadas: hifas (tamanho, coloração, espessura da parede); tipo de sistema hifálico (monomítico, dimítico ou trimitico); presença e forma das setas, com atenção a sua localização (setas himeniais e tramais), bem como outros elementos estéreis que porventura possam estar presentes; basidiósporos (forma, coloração, ornamentação, presença ou ausência de gútula e espessura da parede) e se possível a observação do basídio (forma, coloração, tipo de conteúdo, número de esterigmas).

A determinação dos gêneros e espécies dos espécimes coletados foi realizada com os trabalhos de Larsen & Cobb-Pouille (1990), Ryvariden & Gilbertson (1994), Ryvariden (2004), Ghobad-Nejhad & Dai (2007), Dai (2010), Zhou & Dai (2012), Campos-Santana *et al.* (2015) e Drechsler-Santos *et al.* (2016). Após a completa identificação dos espécimes, os mesmos foram depositados no herbário Padre Camille Torrend (URM) da Universidade Federal de Pernambuco (UFPE).

### **1.3.3 Análises moleculares**

A partir dos fragmentos congelados dos basidiomas foram realizadas as análises moleculares, com material adicional cedido do Banco de Fragmentos de Basidiomycota (BDNA), proveniente das coletas de outros pesquisadores em diferentes regiões do Brasil. A extração do DNA genômico seguiu o protocolo de Góes-Neto *et al.* (2005), os fragmentos dos basidiomas foram macerados manualmente em gral de porcelana com nitrogênio líquido, transferidos para microtubos de 1,5 mL e homogeneizados em tampão CTAB 2%. Seguiu-se uma lavagem em clorofórmio-álcool isoamílico (24:1), precipitação em isopropanol (1:1), lavagem em etanol 70% e ressuspensão em 50 µL de água ultrapura.

Após a extração do DNA foi realizada a reação de PCR para amplificação das regiões de interesse. Para a região ITS foram utilizados os primers ITS4 e ITS5 e para a região LSU, os primers LR0R e LR5. As concentrações de reagentes para a amplificação da região ITS seguiram Kaliyaperumal e Kalaichelvan (2008) e para a

região LSU foi realizado de acordo com Góes-Neto *et al.* (2005). As reações foram montadas em tubos de 0,2 mL com volume reacional de 25 µL contendo 14.08 µL de água ultrapura, 2,5 µL de solução tampão, 1,5 µL de dNTP, 1,5 µL dos primers supracitados, 0,2 µL de Taq DNA polimerase e 3 µL de DNA. Após o preparo dos microtubos, estes foram levados ao termociclador Axygen e submetidos aos devidos ciclos, assim para ITS, o ciclo constou de: uma desnaturação inicial a 94°C durante 5 min, seguida por 35 ciclos de desnaturação a 94°C durante 45 s, hibridação a 58°C por 50 s, extensão a 72°C por 1 min e extensão final a 72°C por 10 min; para LSU: uma desnaturação inicial a 95°C durante 5 min, seguida por 35 ciclos de desnaturação a 95°C durante 45 s, hibridação a 56°C por 45 s, extensão a 72°C por 1 min e extensão final a 72°C por 15 min.

Os produtos de PCR foram purificados com o Kit PureLink PCR purification (Invitrogen) de acordo com as orientações do fabricante. O sucesso de cada etapa realizada (extração do DNA, amplificação via PCR e purificação) foi confirmado por meio de gel de agarose a 1%, observado em transiluminador. Os produtos purificados foram enviados para a Plataforma Tecnológica de Genômica e Expressão Gênica do Centro de Biociências (CB) da UFPE.

#### 1.3.4 Análises filogenéticas

Os eletroferogramas das regiões LSU e ITS foram analisados utilizando o software Staden Package 2.0 e editados no programa MEGA5 (Tamura *et al.* 2011). As sequências obtidas nesse estudo foram depositadas no GenBank/NCBI. As sequências geradas foram utilizadas para busca das mais similares depositadas no GenBank/NCBI, empregando a ferramenta BLASTn. As sequências das regiões de ITS e/ou LSU foram alinhadas e editadas em conjunto com outras recuperadas do GenBank/NCBI (Apêndice A), também utilizando o programa MEGA5.

Para a construção de árvores filogenéticas de ITS e LSU de todos os gêneros, exceto *Phylloporia*, para o qual foi utilizado apenas LSU devido a poucas sequências de ITS no Genbank, foram utilizados os programas PAUP versão 4 (Swofford, 2002) e MEGA5, respectivamente. As árvores filogenéticas foram construídas para análise preliminar por meio do método de Neighbor Joining (NJ). Posteriormente, Máxima Verossimilhança (MV) e Análise Bayesiana (BA) foram utilizadas para construção das árvores definitivas. Para as análises pelo método de

Máxima Verossimilhança (MV) foram utilizadas os parâmetros obtidos pelo jModelTest (Darriba *et al.* 2012). Para todas as reconstruções filogenéticas, também foi realizada inferência bayesiana ( $1 \times 10^7$  gerações) com o programa MrBayes 3.1.2 (Ronquist *et al.* 2012). Foi construída uma árvore de Hymenochaetaceae poroide baseada em LSU por meio do método de MV e para cada gênero foram construídas árvores individuais de ITS e LSU utilizando tanto MV quanto BA. As árvores preliminares e definitivas foram visualizadas no MEGA5.

## 2 REVISÃO DE LITERATURA

### 2.1 A FAMÍLIA HYMENOGHAETACEAE

A família Hymenochaetaceae é bastante representativa no filo Basidiomycota, sendo reconhecidas 487 espécies (Canon & Kirk, 2007). Membros de Hymenochaetaceae são caracterizados por apresentar basidiomas de coloração marrom ferruginosa, de consistência lenhosa, variando morfológicamente de estipitados, pileados a ressupinados; superfície himenial poroide, hidnoide ou lisa; com microestruturas xantocroicas. Grampos de conexão são ausentes nos septos. A reação dextrinoide pode estar presente em algumas espécies, bem como a presença de elementos estéreis chamados setas no himênio ou na trama, uma característica que, embora não presente em todos os seus representantes, é muito particular na família (Ryvarden, 2004).

Durante a história da taxonomia de Hymenochaetaceae, a identificação de gêneros e espécies baseada unicamente em características morfológicas se mostrou eficaz até recentemente (Wagner & Fischer, 2001, 2002a). Diversos trabalhos demonstram imprecisão na delimitação de gêneros e espécies no âmbito da taxonomia tradicional, dada a grande heterogeneidade das características morfológicas. Assim, caracteres sexuais, fisiológicos e ecológicos contribuíram para um melhor entendimento das relações entre táxons na família, bem como delimitação de gêneros e espécies e, mais recentemente, as ferramentas moleculares tem se mostrado ainda mais úteis nessa finalidade (Fiasson & Niemelä, 1984; Wagner & Fischer, 2001, 2002a; Zhou & Qin, 2012; Rajchenberg *et al.* 2015; Drechsler-Santos *et al.* 2016; Ji *et al.* 2017a). Assim, sabe-se que a tradicional circunscrição de muitos gêneros na família não é monofilética e tal situação já foi evidenciada por diversos autores que, embora não se dedicassem exclusivamente à família, incluíram espécies das mesmas nas suas análises: Hibbett & Donoghue (1995, 2001), Hibbett *et al.* (1997), Ko *et al.* (1997), Boidin *et al.* (1998) e Hibbett *et al.* (2000).

O primeiro trabalho com abordagem molecular exclusivamente de Hymenochaetaceae foi realizado por Wagner & Fischer (2001), que corroboraram a polifilia de vários gêneros e propuseram a divisão de *Phellinus* e *Inonotus* em subunidades com suporte monofilético. Posteriormente, Wagner & Fischer (2002a),

com um contínuo esforço para compreender melhor as relações intergenéricas em Hymenochaetaceae, corroboraram os resultados obtidos pelos mesmos autores em 2001. No mesmo ano, Wagner & Fischer (2002b) dedicaram um trabalho para *Hymenochaete* e outros gêneros relacionados como *Stipitochaete* Ryvar den e *Hydnochaete* Bres. Já Wagner & Ryvar den (2002) realizaram um estudo filogenético baseado em LSU de *Phylloporia*, confirmando a monofilia do gênero e a inclusão do mesmo em Hymenochaetaceae.

Larsson *et al.* (2006), utilizando técnicas moleculares, confirmaram que Hymenochaetaceae é monofilética se excluídas *Coltricia* e *Coltriciella*. Dada a grande variabilidade macro e micromorfológica, a única característica apomórfica entre os membros da família é a presença de parentessomo contínuo nos septos. Dessa forma, atualmente são conhecidos 27 gêneros para a família (Kirk *et al.* 2008), quase o dobro dos gêneros aceitos por Kirk *et al.* (2001), em que apenas 14 eram aceitos.

## 2.2 HYMENOGHAETACEAE POROIDE

Na taxonomia tradicional, Hymenochaetaceae poroide é representado pelos gêneros: *Phellinus*, *Inonotus*, *Aurificaria*, *Phylloporia*, *Onnia*, *Coltricia* e *Coltriciella* (Wagner & Fischer, 2001). *Onnia* é representada por espécies temperadas associadas a gimnospermas (Ryvar den, 2005; Dai, 2010), enquanto *Coltricia* e *Coltriciella* são atualmente consideradas grupo-irmão de Hymenochaetaceae (Wagner & Fischer, 2002; Larsson *et al.* 2006).

*Phellinus* foi primeiro proposto por Quelet (1886), sendo tipificado por *P. igniarius* (L.) Quélet. Segundo Larsen & Cobb-Poullé (1990), na descrição do gênero, Quelet (1886) inclui fungos poroides, decompositores de madeira, pileados, com basidiomas anuais ou perenes. Larsen e Cobb-Poullé (1990) apresentam um conjunto de características mais específicas do gênero: basidioma pileado a ressupinado; séssil ou estipitado; anual ou perene; solitário a gregário; superfície himenial pubescente a tomentosa, tornando-se glabra; marrom ferruginosa a escura; com 2 a 11 poros por milímetro; tubos estratificados quando perene; contexto fino a espesso, fibroso ou lenhoso, às vezes com linha negra; setas tramais ausentes ou presentes; sistema hifálico mono-, di- ou trimitico; grampos de conexão ausentes; hifas esqueléteas de parede espessa; hifas generativas de parede fina, ramificadas;

hifas conectivas raras de parede espessa; basídios com 2 a 4 esterigmas, globosos ou clavados; basidiósporos globosos, subglobosos, elipsoides, cilíndricos ou obclavados, hialinos ou com pigmentação, parede fina ou espessa, com ou sem reação ao reagente de Melzer, nunca amiloides; e todas as microestruturas escurecendo em KOH.

Outros trabalhos importantes na delimitação morfológica de *Phellinus* incluem Ryvardeen & Gilbertson (1994), Ryvardeen (2004) e Dai (2010). Ryvardeen (2004) apresenta um conceito mais restritivo do gênero, estabelecendo que os representantes de *Phellinus* s.l. são caracterizados pelo sistema hifálico dimítico e por apresentar basidiomas perenes. Dai (2010) acrescenta uma descrição geral também restritiva, baseada no conceito de *Phellinus* s.s., que basicamente envolve as espécies relacionadas a *Phellinus igniarius* que são caracterizados pela presença de uma superfície abhimenial frequentemente crostosa; o contexto homogêneo; hifas generativas não encrustadas; cistidiólos ausentes; basidiósporos globosos, elipsoides ou ovoides, hialinos.

*Phellinus* s.l. é considerado um dos gêneros de fungos poroides mais diverso, com ampla riqueza de espécies, envolvendo assim diversos complexos de espécies com grande homogeneidade de caracteres morfológicos (Ryvardeen, 1991). Com a aplicação de técnicas moleculares, tem-se observado grande variabilidade genética, sugerindo uma recente diversificação do gênero (Góes-Neto *et al.* 2002).

*Phellinus* em sua circunscrição tradicional demonstrou ser um grupo polifilético. Fiasson & Niemelä (1984) foram os primeiros autores a sugerirem fortemente o desmembramento do gênero em agrupamentos monofiléticos por meio de análises de comportamento nuclear e sexualidade. Mais tarde, Wagner & Fischer (2001, 2002a) corroboraram essa perspectiva baseada em análises de DNA ribossomal e vários arranjos monofiléticos são formados. Assim, *Phellinus* atualmente é segregado em *Porodaedalea* Murrill, *Fomitiporia* Murrill, *Fomitiporella* Murrill, *Fulvifomes* Murrill, *Fuscoporia* Murrill, *Phellinidium* (Kotlába) Fiasson & Niemelä, *Phylloporia*, *Phellinus* s.s. (Wagner & Fischer, 2001, 2002a), *Phellopilus* Niemelä, T. Wagner & M. Fisch. (Wagner *et al.* 2015b), *Nothophellinus* Rajchenb. & Pildain (Rajchenberg *et al.* 2015), *Coniferiporia* L.W. Zhou & Y.C. Dai (Zhou *et al.* 2016), *Phellinopsis* Y.C. Dai (Zhou & Qin, 2013) e *Phellinotus* Drechsler-Santos, Robledo & Rajchenberg (Drechsler-Santos *et al.* 2016).

Outros trabalhos abordando a filogenia molecular de espécies de *Phellinus* e gêneros relacionados foram realizados. Entretanto, a maioria destes trabalhos inclui majoritariamente espécimes do Hemisfério Norte. Nessa perspectiva, Wagner & Fischer (2002a) e Jin *et al.* (2005) abordaram a filogenia molecular de diversos gêneros em Hymenochaetaceae, enquanto outros trabalhos foram voltados para a compreensão das relações filogenéticas das espécies nos gêneros já segregados como *Porodaedalea* (Brazee & Lindner, 2013), *Phellinus* s.s. (Brazee, 2015), *Fomitiporia* (Amalfi *et al.* 2010; Amalfi & Decock, 2013; Campos-Santana *et al.* 2014), *Fomitiporella* (Ji *et al.* 2017a). Além de apresentarem resultados semelhantes aos trabalhos de Wagner & Fischer (2001, 2002a) e Jin *et al.* (2005), novos gêneros foram propostos, como *Phellinopsis* (Zhou e Qin, 2013), *Nothophellinus* (Rajchenberg *et al.* 2015), *Coniferiporia* (Zhou *et al.* 2016), *Phellinotus* (Drechsler-Santos *et al.* 2016), além de novas espécies como *Phellinus caribaeo-quercicolus* Decock & S. Herrera (Decock *et al.* 2006), *Phellinus gabonensis* Decock & Yombiyeni (Yombiyeni *et al.* 2011), *Phellinus castanopsidis* B.K. Cui, Y.C. Dai & Decock (Cui e Decock, 2013), *Phellinopsis asetosa* L.W. Zhou (Zhou, 2015), *Phellinopsis lonicericola* L.W. Zhou e *Phellinopsis tibetica* L.W. Zhou (Zhou & Song, 2017), entre outras.

São reconhecidas mais de 220 espécies para *Phellinus* s.l. (Dai, 2010). Muitas espécies apresentam propriedades antitumorais, como *Phellinus linteus* (Berk. & M.A. Curtis) Teng (Konno *et al.* 2015) e *Phellinus igniarius* (Zhou *et al.* 2014), e atividade antioxidante e antihepatotóxica em *Phellinus rimosus* (Berk.) Pilát (Ajith & Janardhanan, 2002). São também estudados em processos biotecnológicos como descoloração de corantes (Gomes *et al.* 2009). Na fitopatologia, o gênero *Coniferiporia* se destaca, pois é considerado um dos gêneros mais agressivos de basidiomicetos em florestas, causando o declínio de populações de coníferas por podridão radicular, em especial *C. sulphurascens* (Pilát) L.W. Zhou & Y.C. Dai e *C. weirii* (Murrill) L.W. Zhou & Y.C. Dai (Larsen *et al.* 1994; Zhou *et al.* 2016).

*Phellinus* s.l. é muito relacionado ao complexo *Inonotus* s.l., que, entretanto, apresenta basidiomas anuais e sistema hifálico monomítico (Nuñez & Ryvarden, 2000). Atualmente, são reconhecidas diversas espécies intermediárias no complexo *Phellinus* como: *P. poeltii* Ryvarden, *P. ribis* (Schumach.) Quél., *P. robustus* (P. Karst.) Bourdot & Galzin, *P. pachyphloeus* (Pat.) Pat. e *P. sulphurascens* Pilát. que, embora, apresentem basidiomas perenes, podem desenvolver sistema hifálico

monomítico ou transição entre sistema hifálico monomítico para dimítico. Outro exemplo é *P. erectus* A. David, Dequatre & Fiasson que apresenta basidiomas anuais com transição entre hifas generativas e hifas esqueléteas (Ryvarden & Gilbertson, 1994). Em *Phellinotus*, também é relatada a presença de hifas esqueléteas apenas na trama dos tubos (Drechsler-Santos *et al.* 2016). Assim, tais caracteres, embora possam ser distintivos, não são informativos na filogenia molecular do grupo.

O gênero *Inonotus* possui mais de 100 espécies conhecidas (Dai, 2010), é tipificado por *I. hispidus* (Bull.) P. Karst. e morfologicamente é caracterizado pelos basidiomas pileados, anuais, basidiósporos variavelmente coloridos (Karsten, 1879), com consistência frágil e sistema hifálico monomítico (Ryvarden & Gilbertson, 1993; Núñez & Ryvarden, 2000). São conhecidas mais de 100 espécies no gênero (Dai, 2010). Baseado em estudos moleculares recentes, *Inonotus* não se apresenta como um grupo natural e suas espécies formam diversos gêneros menores, compreendendo atualmente os gêneros *Inocutis* Fiasson & Niemelä, *Cylindrosporus* L.W. Zhou & Y.C. Dai (Zhou, 2015b), *Inonotopsis* Parmasto, *Inonotus* s.s., *Mensularia* Lázaro Ibiza, *Onnia* P. Karst., (Wagner & Fischer, 2001, 2002), *Tropicoporus* L.W. Zhou, Y.C. Dai & Sheng H. Wu, *Sanghuangporus* Sheng H. Wu, L.W. Zhou & Y.C. Dai (Zhou *et al.* 2015) e *Arambarria* Rajchenb. & Pildain (Rajchenberg *et al.* 2015). Outro gênero recentemente proposto relacionado a *Inonotus* s.l. é *Neomensularia* F. Wu, L.W. Zhou & Y.C. Dai, proveniente da China tropical. Este gênero difere de outros gêneros em Hymenochaetaceae pela combinação de basidiomas imbricados, contexto duplex, sistema hifálico dimitico, setas himeniais curvadas e basidiósporos de parede espessa (Wu *et al.* 2016).

*Phylloporia* foi descrita para acomodar *Phylloporia parasitica* Murrill, um tipo particular de fungo poroide que se desenvolve em folhas vivas com um basidioma completamente ressupinado (Murril, 1904). O gênero é predominantemente tropical, existindo também nas zonas temperadas e são conhecidas 27 espécies na atualidade, número este que vem aumentando anualmente (Valenzuela *et al.* 2011, Zhou & Dai 2012, Decock *et al.* 2013, Zhou 2013, 2015; Ferreira-Lopes *et al.* 2016). O gênero apresenta características muito heterogêneas, incluindo traços do ciclo de vida, morfologia e estratégias nutricionais (Valenzuela *et al.* 2011). A maioria das espécies cresce em árvores vivas (Ryvarden, 1991), o que tem mostrado que estas podem ser consideradas como parasitas (Dai, 2012; Rajchenberg & Robledo, 2013).

Após a inclusão de *Phellinus ribis* como *Phylloporia* por Ryvarden (1978), Wagner & Fischer (2001) validaram essa combinação por meio de análises moleculares e incluíram todas as espécies relacionadas à *P. ribis* em *Phylloporia*. Posteriormente, muitas filogenias de *Phylloporia* com novas espécies foram propostas: Yombiyeni *et al.* (2015), Zhou & Dai (2012), Wagner & Ryvarden (2002), Valenzuela *et al.* (2011), entretanto nenhuma inclui a espécie tipo do gênero: *P. parasitica*, o que futuramente pode revelar equívocos sobre a delimitação de *Phylloporia*.

### 2.3 HYMENOGYNETACEAE POROIDE NO BRASIL

Para o Brasil, são registradas 79 espécies de Hymenochaetaceae poroide provenientes de todas as regiões do país (Maia *et al.* 2015; Gibertoni *et al.* 2016). Desse contingente, 44 espécies são registradas para o Nordeste, sendo a maioria dos registros para Pernambuco, Alagoas e Bahia (Lira *et al.* 2015).

No âmbito das regiões tropicais do planeta, ainda há poucos trabalhos realizados envolvendo filogenia molecular de Hymenochaetaceae poroide utilizando espécimes dessas áreas, existindo uma lacuna de conhecimento sobre as relações filogenéticas das espécies temperadas com as espécies tropicais. Entre os trabalhos realizados, destacam-se Wagner & Fischer (2001, 2002), Góes-Neto *et al.* (2002), Jin *et al.* (2005), Amalfi *et al.* (2010), Amalfi & Decock (2013), Campos-Santana *et al.* (2014, 2016), Drechsler-Santos *et al.* (2016) e Ariyawansa *et al.* (2015). Destes trabalhos, Góes-Neto *et al.* (2002), Campos-Santana *et al.* (2014, 2016), Ariyawansa *et al.* (2015), Pires *et al.* (2015) e Drechsler-Santos *et al.* (2016) utilizam espécimes coletados no Brasil.

Góes-Neto *et al.* (2002) realizaram um estudo filogenético baseado no rDNA (25S) de espécies tropicais de Hymenochaetales e obtiveram algumas conclusões: o gênero *Trichaptum* Murrill como grupo irmão da ordem Hymenochaetales; a monofilia da ordem Hymenochaetales sensu Oberwinkler (1997) é confirmada; *Phellinus gilvus* (Schwein.) Pat. forma um clado com *Phellinus palmicola* (Berk. & M.A. Curtis) Ryvarden, que estaria posicionada em outro gênero: *Fuscoporia*.

Campos-Santana *et al.* (2014) propõem uma nova espécie no gênero *Fomitiporia*, *Fomitiporia neotropica* Campos-Santana, Amalfi, R.M. Silveira, Robledo et Decock, coletada no Brasil, Argentina e Guiana Francesa, e baseada em caracteres morfológicos, confirmados por análises moleculares.

Campos-Santana *et al.* (2016) descrevem uma nova espécie de *Phellinus* s.s. para a Floresta Amazônica da Guiana Francesa e do Equador. *Phellinus amazonicus* Campos-Santana & Decock é relacionada a *P. caribaeo-quercicolous*, cuja localidade tipo é Cuba, e também a *P. gabonensis*, uma espécie até o momento registrada apenas na África.

Para a Mata Atlântica de São Paulo, Pires *et al.* (2015) descrevem *Fuscoporia atlantica* Motato-Vásquez, R.M. Pires & Gugliotta baseada em análises moleculares.

Ariyawansa *et al.* (2015) propõem duas novas espécies de *Fomitiporia*: *Fomitiporia atlantica* Alves-Silva, Reck & Drechsler-Santos e *F. subtilissima* Alves-Silva, Reck & Drechsler-Santos, ambas coletadas em áreas de Mata Atlântica em Santa Catarina.

Já Drechsler-Santos *et al.* (2016), propõem o novo gênero *Phellinotus*, segregado do complexo *Phellinus rimosus* e *Phellinus piptadeniae* Teixeira. Os espécimes do estudo são provenientes de áreas de Mata Atlântica e Caatinga de diversos estados brasileiros, bem como de Floresta tropical do Peru.

### 3 ANÁLISE DOS RESULTADOS

Foram coletados 57 espécimes poroides provenientes das áreas de coleta, dos quais 21 pertencem à família Hymenochaetaceae. Outras 24 amostras foram provenientes de coletas recentes realizadas por outros pesquisadores, bem como do Banco de Fragmentos de Basidiomycota (BDNA). Todos os espécimes utilizados na pesquisa, bem como seus locais de origem são referidos na tabela 2.

Tabela 2 – Espécimes de Hymenochaetaceae poroide identificados e seus respectivos locais de origem, indicando novas ocorrências: BR = Brasil, CI = Ciência, Ams = América do Sul, MA = Maranhão.

| Espécie                                                                            | Origem/Região geográfica                           | Ocorrência | Voucher/URM     |
|------------------------------------------------------------------------------------|----------------------------------------------------|------------|-----------------|
| <i>Fomitiporella micropora</i> Y.C. Dai, X. H.Ji & Vlasák                          | Restinga da praia de Panaquatira (MA)              | BR         | JRF135/URM91186 |
| <i>Fomitiporella</i> sp.                                                           | REBIO de Pedra Talhada (AL)                        | CI         | PPT111/URM91181 |
| <i>Fomitiporia apyahina</i> (Speg.) Robledo, Decock & Rajchenb.                    | Cachoeira de Loquinhos/ Alto Paraíso de Goiás (GO) |            | PH1             |
| <i>Fulvifomes kawakamii</i> (M. J. Larsen, Lombard & Hodges) T. Wagner & M. Fisch. | REBIO de Pedra Talhada (AL)                        | Ams        | PPT152          |
| <i>Fulvifomes kawakamii</i>                                                        | Floresta Nacional (FLONA) Caxiunã (PA)             | Ams        | AS1733          |
| <i>Fulvifomes kawakamii</i>                                                        | FLONA Caxiunã (PA)                                 | Ams        | AS615           |
| <i>Fulvifomes kawakamii</i>                                                        | FLONA do Amapá (AC)                                | Ams        | AS2486          |
| <i>Fulvifomes rhytiphloeus</i> (Mont.) Camp. -Sant. & Robledo                      | Parque Natural Municipal de Porto Velho (RO)       |            | AMO763          |
| <i>Fulvifomes rhytiphloeus</i>                                                     | FLONA do Amapá (AP)                                |            | AS1363          |
| <i>Fulvifomes grenadensis</i> (Murrill) Murrill                                    | Campus da UFPE/Recife (PE)                         |            | PH6             |
| <i>Fulvifomes grenadensis</i>                                                      | Campus da UFPE/Recife (PE)                         |            | JRF74           |
| <i>Fuscoporia ferruginosa</i> (Schrad.) Murrill                                    | FLONA do Amapá (AP)                                |            | AS2533          |

Tabela 2 – Continuação

|                                                                |                                                       |    |                 |
|----------------------------------------------------------------|-------------------------------------------------------|----|-----------------|
| <i>Fuscoporia gilva</i> (Schwein.) T. Wagner & M. Fischer      | RPPN Fazenda São Pedro (AL)                           |    | JRF90/URM91211  |
| <i>Fuscoporia gilva</i>                                        | Manguezal em Humberto de Campos (MA)                  | MA | JRF130/URM91228 |
| <i>Fuscoporia gilva</i>                                        | Bonito (PE)                                           |    | BN06            |
| <i>Fuscoporia gilva</i>                                        | Mata da Iracema/Bacurituba (MA)                       | MA | JRF119/URM91223 |
| <i>Fuscoporia gilva</i>                                        | Jardim Botânico do Recife (PE)                        | MA | JRF162          |
| <i>Fuscoporia gilva</i>                                        | Manguezal do Rio Aurá/Bacurituba (MA)                 | MA | JRF109          |
| <i>Fuscoporia licnoides</i> (Mont.) Oliveira-Filho & Gibertoni | Inhotim/Brumadinho (MG)                               |    | JRF99/URM91214  |
| <i>Fuscoporia licnoides</i>                                    | Campus da UFPE/Recife (PE)                            |    | JRF140/URM91231 |
| <i>Fuscoporia licnoides</i>                                    | Refúgio Ecológico Charles Darwin (PE)                 |    | JRF148/URM91236 |
| <i>Fuscoporia</i> sp1                                          | Cachoeira de Loquinhas/ Alto Paraíso de Goiás (GO)    | CI | PH2             |
| <i>Fuscoporia</i> sp2                                          | Restinga da praia do Araçagi/São José de Ribamar (MA) | CI | 4B/URM91197     |
| <i>Fuscoporia</i> sp2                                          | Restinga da praia do Araçagi/São José de Ribamar (MA) | CI | 6B/URM91198     |
| <i>Fuscoporia</i> sp2                                          | Jardim Botânico do Recife (PE)                        | CI | JRF165/URM91243 |
| <i>Fuscoporia undulata</i> (Murrill) Bondartseva & S. Herrera  | FLONA do Amapá (AP)                                   |    | AS2498          |
| <i>Inonotus</i> cf. <i>pseudoradiatus</i> (Pat.) Ryvar den     | Jardim Botânico do Recife (PE)                        | BR | JB7             |
| <i>Inonotus micantissimus</i> (Rick.) Rajchenb.                | REBIO de Pedra Talhada (AL)                           |    | PPT06/URM90186  |
| <i>I. micantissimus</i>                                        | REBIO de Pedra Talhada (AL)                           |    | PPT132/URM91180 |

Tabela 2 – Continuação

|                                                              |                                                     |    |                 |
|--------------------------------------------------------------|-----------------------------------------------------|----|-----------------|
| <i>Phellinotus neoaridus</i><br>Drechsler-Santos & Robledo   | Trilha para a gruta de Angicos (SE)                 |    | PH5             |
| <i>Phellinus calcitratus</i> (Berk. & M.A. Curtis) Ryvardeen | Campus da UFPE/Recife (PE)                          |    | ColTati         |
| <i>Phellinus griseoporus</i> D.A. Reid                       | FLONA de Caxiuanã (PA)                              |    | AS692           |
| <i>Phellinus linteus</i> (Berk. & M.A. Curtis) Teng          | Carmo/Bacurituba (MA)                               |    | JRF115          |
| <i>Phellinus rimosus</i> (Berk.) Pilát                       | FLONA de Caxiuanã (PA)                              |    | AS1757          |
| <i>Phylloporia</i> sp1                                       | Refúgio Ecológico Charles Darwin (PE)               | CI | JRF142/URM91182 |
| <i>Phylloporia</i> sp1                                       | Refúgio Ecológico Charles Darwin (PE)               | CI | JRF151/URM91183 |
| <i>Phylloporia</i> sp1                                       | REBIO Pedra Talhada (AL)                            | CI | PPT271/URM91184 |
| <i>Phylloporia</i> sp2                                       | REBIO Pedra Talhada (AL)                            | CI | PPT241          |
| <i>Phylloporia</i> sp3                                       | Parque Nacional da Serra das Confusões/Caracol (PI) | CI | BDNA531         |
| <i>Phylloporia</i> sp4                                       | Parque do Prosa/Campo Grande (MS)                   | CI | BDNA3013        |
| <i>Phylloporia</i> sp5                                       | Refúgio Ecológico Charles Darwin (PE)               | CI | JRF145/URM91185 |
| <i>Phylloporia</i> sp6                                       | Refúgio Ecológico Charles Darwin (PE)               | CI | JRF157          |
| <i>Phylloporia</i> sp7                                       | Parque do Prosa/Campo Grande (MS)                   | CI | BDNA3027        |
| <i>Phylloporia</i> sp8                                       | Jardim Botânico do Recife (PE)                      | CI | JB6             |
| <i>Tropicoporus</i> sp.                                      | Parque Botânico do Ceará/CE                         | CI | JRF139          |

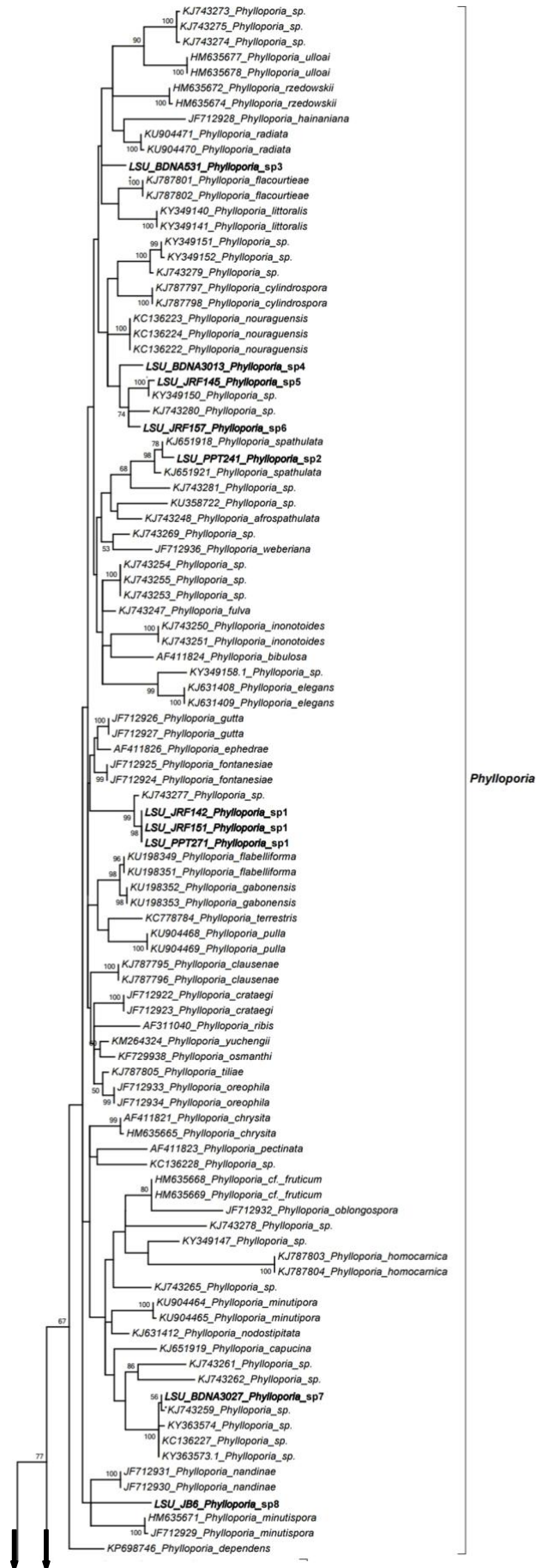
Fonte: Oliveira-Filho, 2017

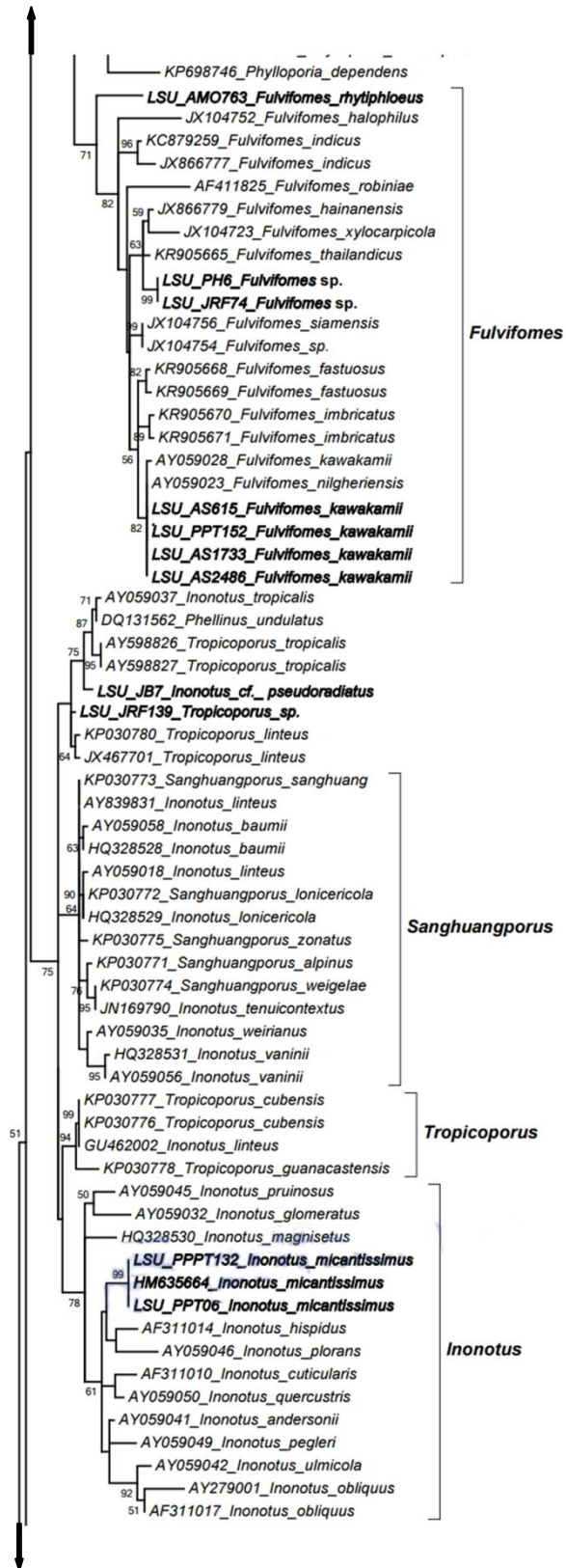
De 46 espécimes analisados, foram obtidas 36 sequências de ITS e 37 de LSU. Para as amostras JRF109, AS692, AS1757, AS2533, AS2498, AS1363 e

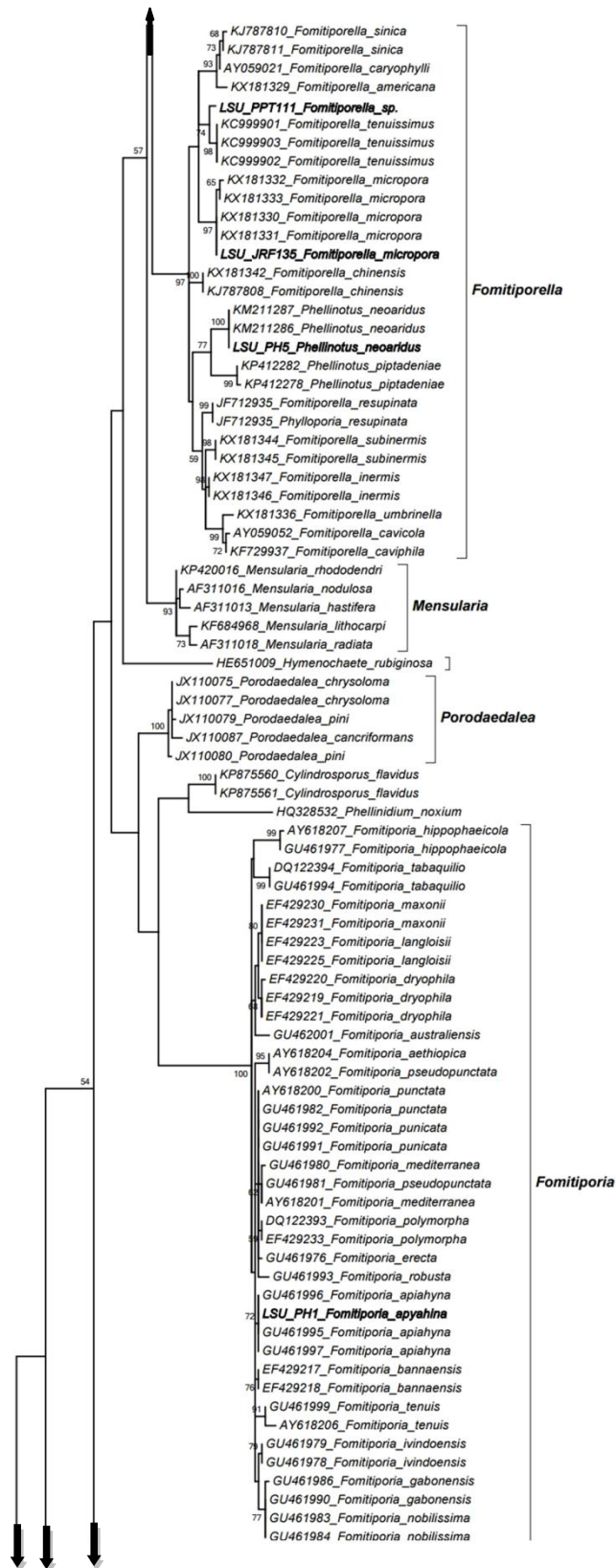
JRF115, não houve sucesso na obtenção das regiões-alvo; já de três amostras (PH5, JRF135, JRF138) apenas uma região foi obtida (LSU).

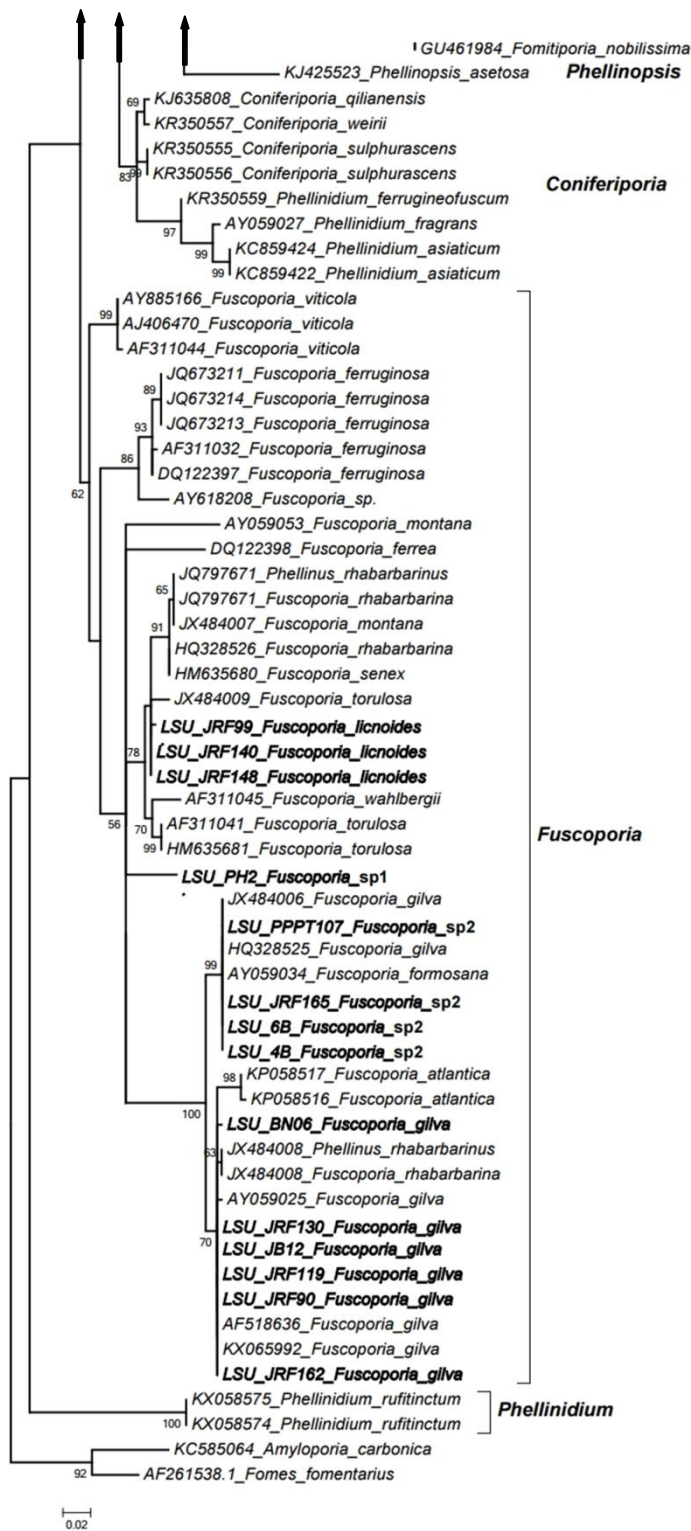
A partir das análises filogenéticas pelos métodos de máxima verossimilhança (MV) e inferência bayesiana, as sequências obtidas se posicionaram em sete gêneros já descritos: *Phylloporia*, *Fulvifomes*, *Fomitiporella*, *Phellinotus*, *Inonotus*, *Fomitiporia* e *Fuscoporia*. Duas sequências mostraram relações com o gênero *Tropicoporus*, mas parecem representar dois gêneros distintos, possivelmente novos para a ciência. A topologia da árvore de Máxima Verossimilhança baseada no alinhamento da região LSU para Hymenochaetaceae é apresentada na figura 1.

Figura 1 – Árvore filogenética de Hymenochaetaceae poroide obtida por análises de sequências da região LSU do rDNA. Os valores de bootstrap são mostrados sobre os nós. As sequências obtidas nesse estudo estão em negrito. Somente os valores acima de 50% são mostrados. *Amyloporia carbonica* e *Fomes fomentarius* representam o grupo externo.









Fonte: Oliveira-Filho, 2017

### 3.1 *Fomitiporia* Murrill

*Fomitiporia* é tipificada por *Fomitiporia langloisii* Murrill e foi considerada por muito tempo como pertencente à *Phellinus* s.l. O gênero é caracterizado por apresentar basidiósporos globosos a subglobosos, de parede espessa, dextrinoides e cianófilos. Macroscopicamente, podem desenvolver basidiomas ressupinados a pileados. Setas e cystídios estão variavelmente presentes, bem como sistema hifálico dimítico (Fischer, 1996). Por muito tempo, considerou-se *F. langloisii* como sinônimo de *F. punctata* (P. Karst.) Murrill, até Decock *et al.* (2007), por meio de estudos moleculares, validarem o status de *F. langloisii* como uma espécie separada de *F. punctata*, inclusive utilizando o espécime tipo. Atualmente, são reconhecidas 74 espécies no gênero (Index Fungorum) e continuamente são catalogados novos registros para a ciência.

No presente estudo, o monofiletismo de *Fomitiporia* é confirmado com alto suporte estatístico (análise LSU: MV 100% e BA 1.0 – Figura 3; análise ITS: MV 100% e BA 1.0 – Figura 4) e uma espécie é recuperada: *Fomitiporia apiahyna* (Speg.) Robledo, Decock & Rajchenb (Figura 2). A única sequência de *F. apiahyna* obtida no presente estudo, coletada em Goiás, agrupa-se com outras sequências da mesma espécie provenientes do Equador, Guiana Francesa e Brasil com alto suporte (análise LSU: MV 90% e BA 1.0 – Figura 3; análise ITS: MV 96% e BA 1.0 – Figura 4). *Fomitiporia apiahyna* foi descrita inicialmente a partir de um espécime coletado no Brasil e apresenta-se amplamente distribuída do Brasil ao Panamá, sendo caracterizada pela ausência de setas, basidiósporos subglobosos ( $5\text{--}6 \times 4,5\text{--}5 \mu\text{m}$ ) e dextrinoides (Ryvarden, 2004). O único espécime do nosso estudo não pôde ser identificado morfológicamente devido à ausência de basidiósporos, contudo, apresenta basidioma pileado,  $9\text{--}11,6 \times 4,3\text{--}5,3 \text{ cm}$ ,  $4,5\text{--}5,4 \text{ cm}$  em espessura, superfície abhimenial rimosa, sistema hifálico dimitico e setas ausentes.

Amalfi *et al.* (2010) propuseram a combinação de *Phellinus apiahynus* em *Fomitiporia* por meio de análises filogenéticas e os mesmos teceram a respeito do grande endemismo presente em *Fomitiporia*, destacando que espécimes provenientes dos neotrópicos mostraram-se distantemente relacionados de espécimes de outras regiões tropicais. *Fomitiporia apyahina* no presente estudo

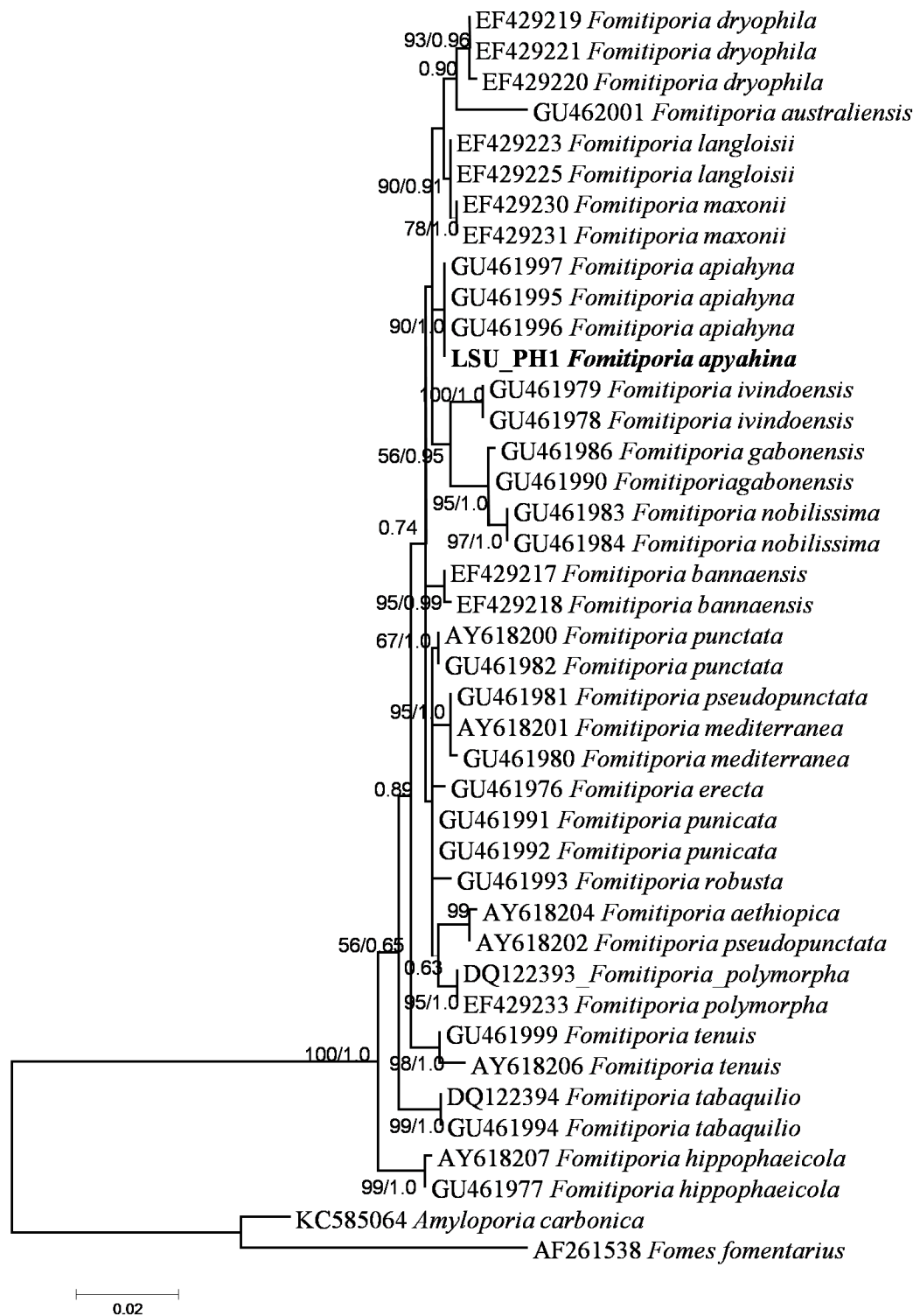
formou um clado monofilético tanto nas análises de ITS quanto LSU, confirmando os resultados de Amalfi *et al.* (2010).

Figura 2 – Basidioma de *Fomitiporia apiahyna* (PH1). AB = superfície abhimenial. H = superfície himenial. Escala = 2 cm.



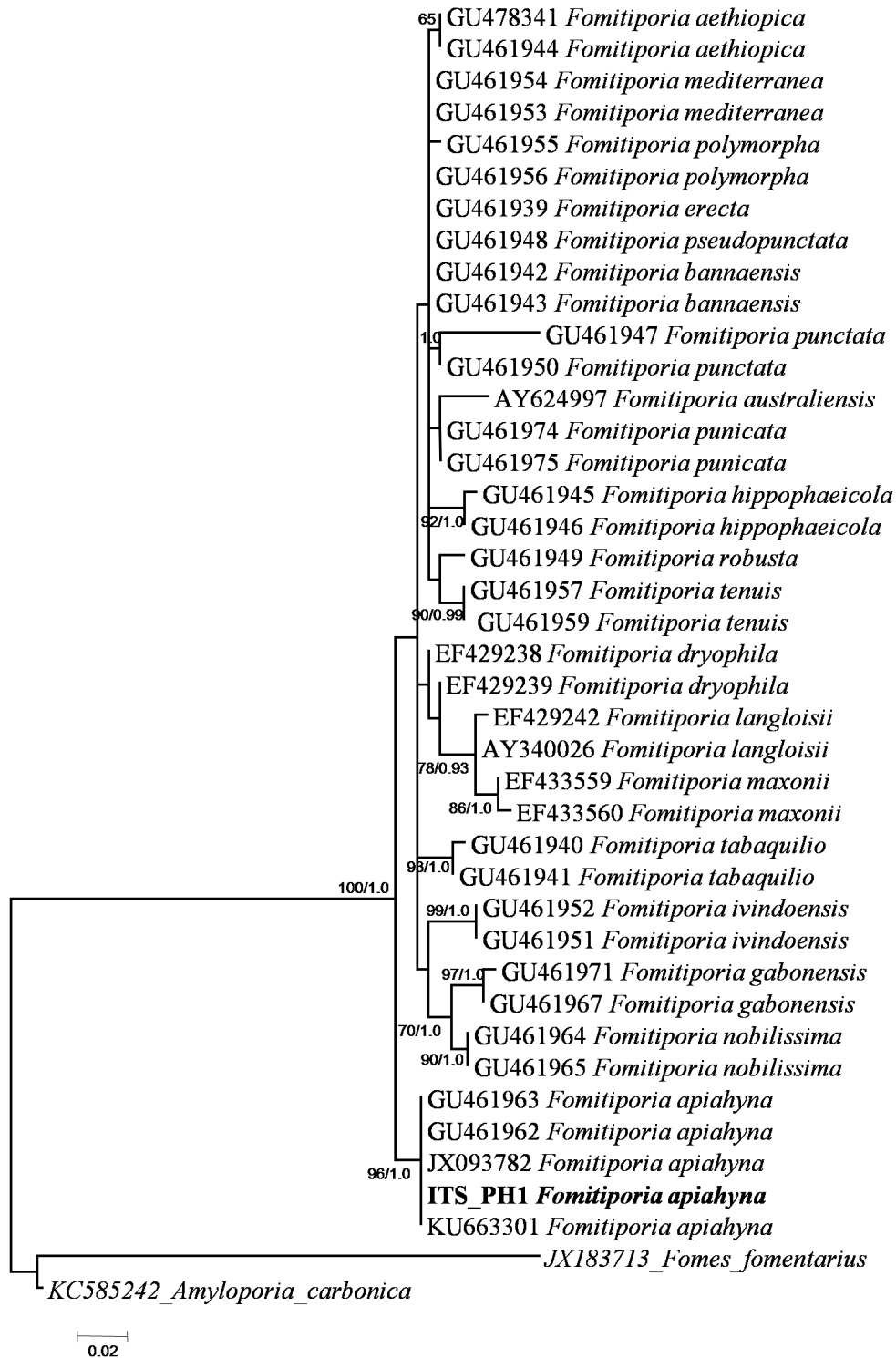
Fonte: Oliveira-Filho, 2017

Figura 3 – Árvore filogenética de *Fomitiporia* obtida por máxima verossimilhança de sequências da região LSU do rDNA. Os valores dos suportes são referentes a bootstrap e probabilidade posterior respectivamente. As sequências obtidas nesse estudo estão em negrito. Somente os valores acima de 50% são mostrados. *Amyloporia carbonica* e *Fomes fomentarius* representam o grupo externo.



Fonte: Oliveira-Filho, 2017

Figura 4 – Árvore filogenética de *Fomitiporia* obtida por máxima verossimilhança de sequências da região ITS do rDNA. Os valores dos suportes são referentes à bootstrap e probabilidade posterior. As sequências obtidas nesse estudo estão em negrito. Somente os valores acima de 50% são mostrados. *Amyloporia carbonica* e *Fomes fomentarius* representam o grupo externo.



Fonte: Oliveira-Filho, 2017

### 3.2 *Fomitiporella* Murrill e *Phellinotus* Drechsler-Santos, Robledo & Rajchenberg

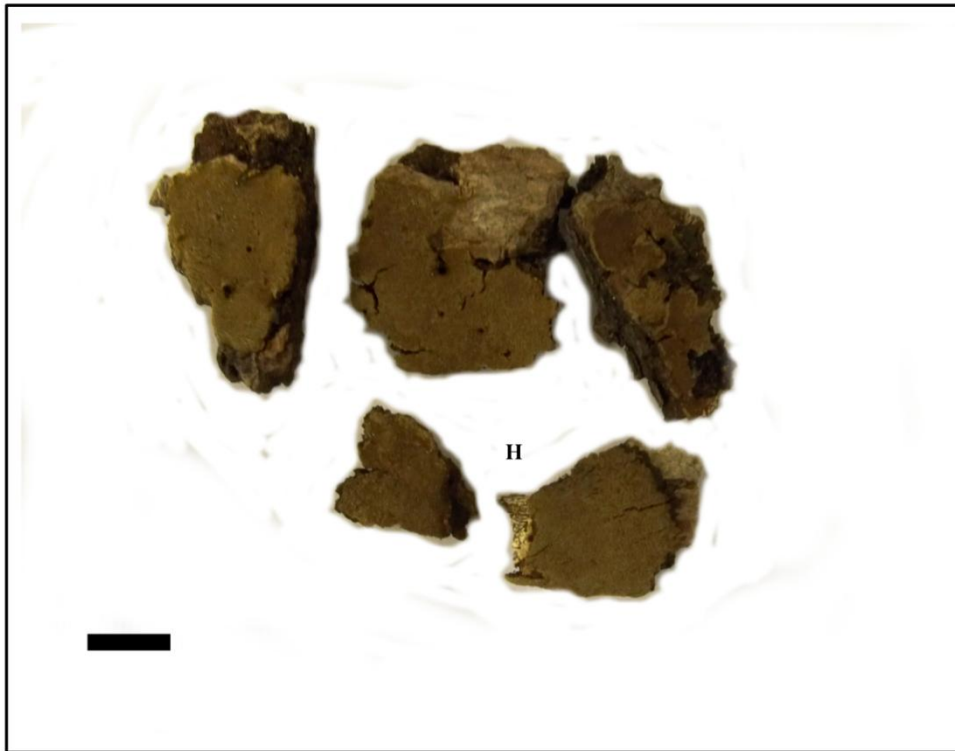
*Fomitiporella* foi proposta por Murrill em 1907, tipificada por *Fomitiporella umbrinella* (Bres.) Murrill, considerando fungos com basidiomas completamente ressupinados, perenes, inseparáveis do substrato; tubos marrons, estratificados e inteiros; basidiósporos globosos a ovoides, marrons; cistídios raramente presentes (Murrill, 1907). Bondartseva & Figueroa (1980) propuseram a combinação deste gênero para *Phellinus*, sendo tipificado por *Phellinus umbrinellus*. Mais tarde, Wagner e Fischer (2002) revalidaram *Fomitiporella* utilizando análises filogenéticas. Os autores reafirmaram as características relatadas por Murrill (1907) para o gênero e incluíram mais duas espécies: *F. caryophylli* (Racib.) T. Wagner & M. Fisch. e *F. cavicola* (Kotl. & Pouzar) T. Wagner & M. Fisch., que também eram consideradas em *Phellinus*.

Sequências de *Fomitiporella* formaram um grupo monofilético com alto suporte estatístico na análise de ITS (análise ITS: MV 100% e BA 1.0 - Figura 9) e na árvore geral (Figura 1) e sem suporte na análise de LSU (Figura 8). No presente estudo é representada por duas espécies: *Fomitiporella micropora* Y.C. Dai, X.H. Ji & Vlasák e *Fomitiporella* sp. nov. O espécime confirmado como *F. micropora* é proveniente de área de restinga da praia de Panaquatira em São José de Ribamar (Maranhão) e agrupa-se com espécimes coletados em Floresta Tropical das Ilhas Virgens (USA), incluindo o holótipo da mesma localidade. Este espécime foi identificado morfológicamente como *Fulvifomes melleoporus* (Murrill) Baltazar e Gibertoni em vista do basidioma ressupinado, ausência de setas tramais ou himeniais e basidiósporos de coloração amarelo dourada, IKI-. Contudo, após as análises moleculares da região LSU, a sequência do espécime agrupa-se com outras de *Fomitiporella micropora* com alto suporte (MV 99% e BA 1.0 – Figura 8). Não foi possível a obtenção da sequência de ITS deste espécime. Morfológicamente, o espécime brasileiro difere do protólogo da espécie (KX181330/PRM 935695), por apresentar poros maiores (4–5 poros/mm, 8–10 poros/mm na descrição original) e basidiósporos levemente maiores, 4,5–5 × 3,5–4 µm, que os descritos para o tipo: (3–)3,5–4(–4,5) × (2–)2,5–3(–3,5) µm. A partir deste estudo foi possível citar *F. micropora* (JRF135) como primeira ocorrência da espécie para o Brasil.

A outra sequência do gênero (PPT111) agrupou-se com sequências de *F. tenuissima* (H.Y. Yu, C.L. Zhao & Y.C. Dai) Y.C. Dai, X.H. Ji & Vlasák, provenientes da China, incluindo o holótipo (KC999901). Contudo, a sequência forma um ramo individual, o que indica que o espécime brasileiro consiste em outra espécie, possivelmente nova para a ciência (Apêndice B). O espécime do presente estudo é micromorfolologicamente similar à descrição original de *F. tenuissima*, diferindo no tamanho dos poros (6–8 poros/mm no espécime brasileiro, 3–4 poros/mm na descrição original) e na distribuição geográfica, pois a localidade tipo de *F. tenuissima* é a China.

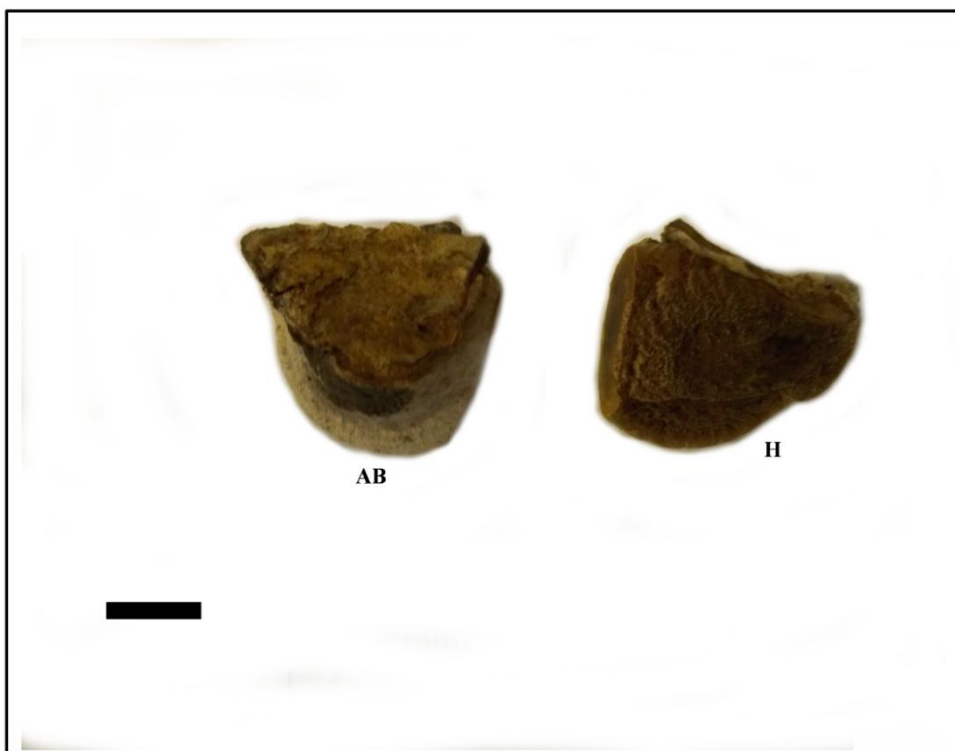
O espécime PH5 agrupou-se com *Phellinotus neoaridus* com alto suporte (análise LSU: MV 99% e BA 1.0 – Figura 8). Este gênero e esta espécie foram recentemente propostos por Dreschler-Santos *et al.* (2016) para acomodar fungos com basidiomas pileado, frequentemente rimoso, sistema hifálico dimítico, com hifas esqueléteas presentes apenas na trama dos tubos e basidiósporos elipsoides, de parede espessa, amarelo pálidos, adaxialmente achatados. Morfologicamente, o espécime do presente estudo foi identificado como pertencente ao complexo *P. neoaridus*, sendo a identificação corroborada por análises moleculares. O espécime do presente estudo é proveniente de Sergipe e apresenta basidioma pileado, 3–4 poros/mm, setas tramais ou himeniais ausentes, sistema hifálico dimítico, basidiósporos de parede espessa, predominantemente subglobosos, raramente elipsoides,  $4,5\text{--}5 \times 5\text{--}6,5$  (–7)  $\mu\text{m}$ , diferindo de outros espécimes de *P. neoaridus*, que são predominantemente elipsoides a amplamente elipsoides (Dreschler-Santos *et al.* 2016). O sistema hifálico também apresenta distinções: o espécime do presente estudo é dimítico tanto no contexto quanto nos tubos, com poucas hifas generativas, enquanto Dreschler-Santos *et al.* (2016) relatam que o sistema hifálico dimítico é restrito a trama dos tubos. No presente estudo, *Phellinotus* foi recuperado como monofilético tanto nas análises de ITS (MV 83% e BA 1.0 – Figura 9) quanto LSU (MV 73% e BA 1.0 – Figura 8), porém se agrupando com sequências de *Fomitiporella*, o que sugere fortemente sua sinonimização para este gênero. Desse modo, *Fomitiporella* abrangeria não somente espécies ressupinadas, mas também pileadas. Entretanto mais espécimes e mais marcadores são necessários para confirmar a sinonimização.

Figura 5 – Basidioma de *Fomitiporella micropora* (JRF135). H = superfície himenial. Escala = 1 cm.



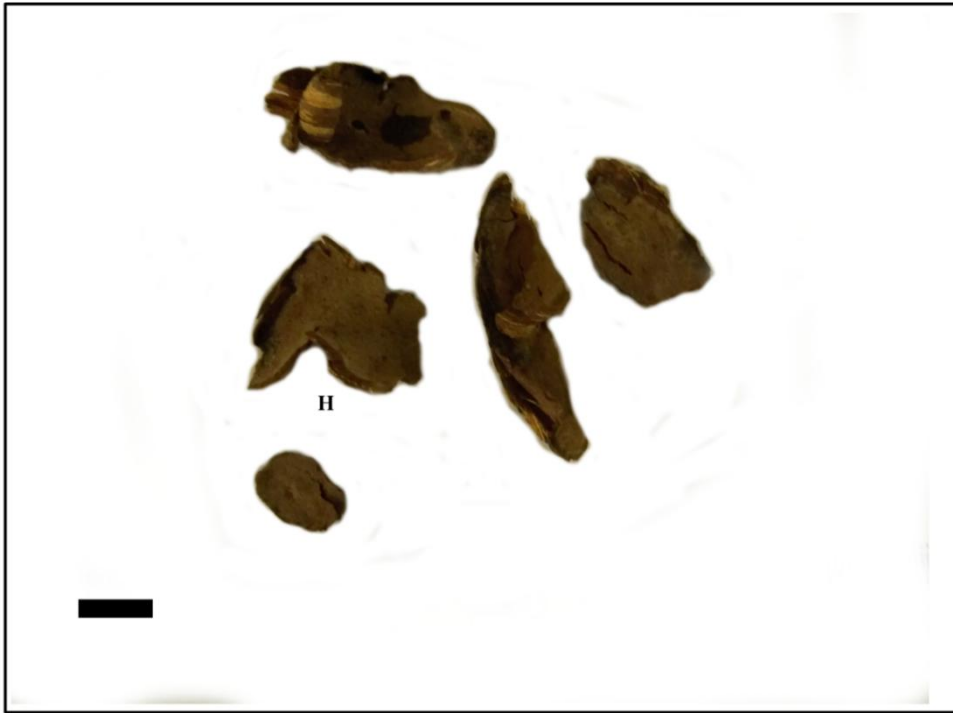
Fonte: Oliveira-Filho, 2017

Figura 6 – Basidioma de *Phellinotus neoaridus* (PH5). AB = superfície abhimenial. H = superfície himenial. Escala = 1 cm.



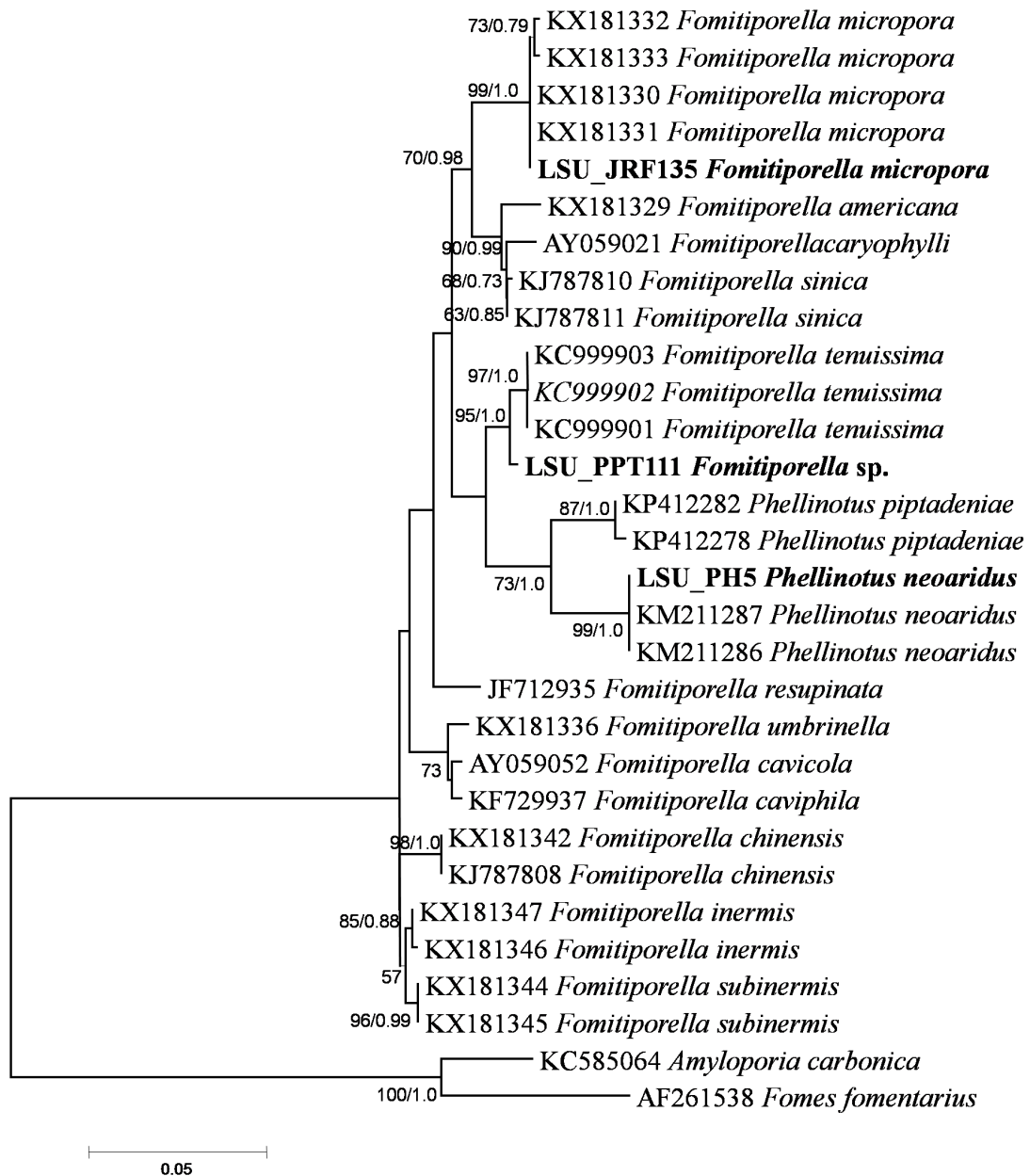
Fonte: Oliveira-Filho, 2017

Figura 7 – Basidiomas de *Fomitiporella* sp. (PPT111). H = superfície himenial. Escala = 1 cm.



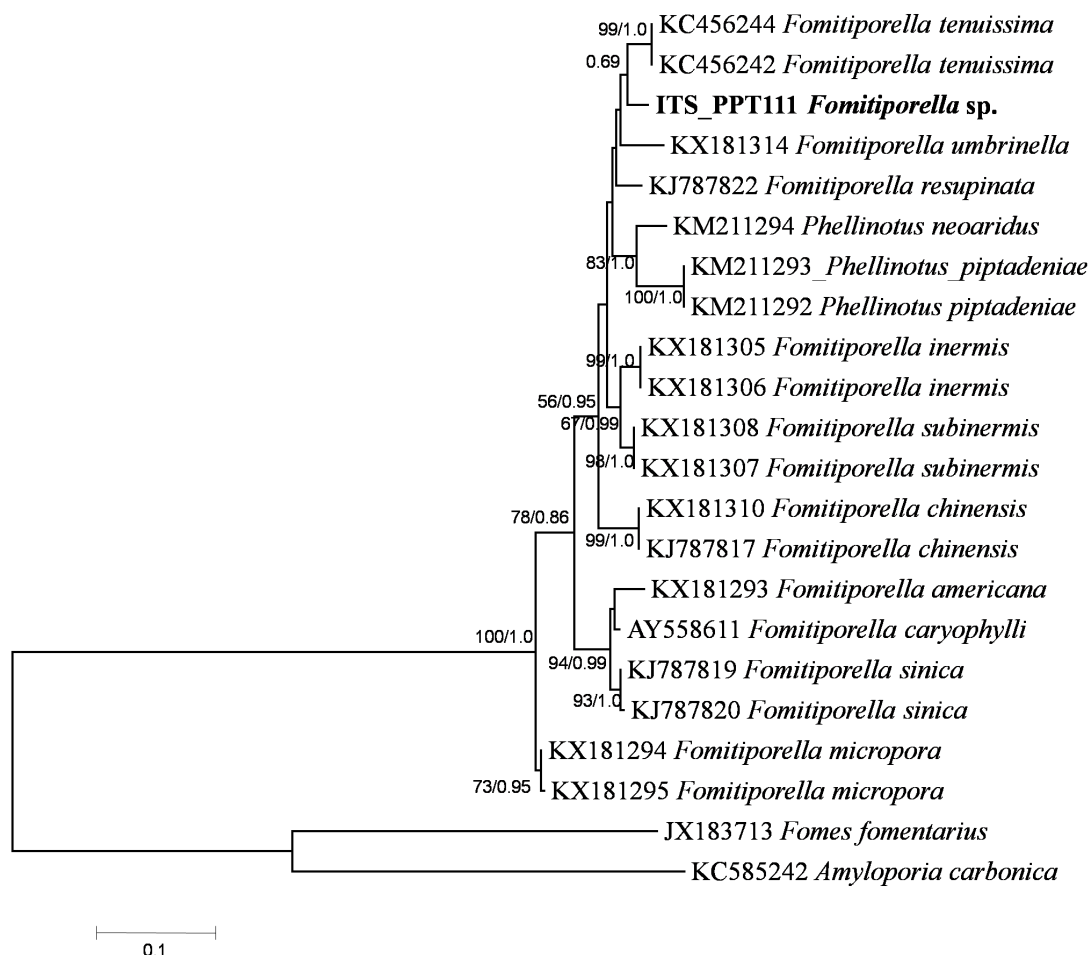
Fonte: Oliveira-Filho, 2017

Figura 8 – Árvore filogenética de *Fomitiporella* obtida por máxima verossimilhança de sequências da região LSU do rDNA. Os valores dos nós são referentes à bootstrap e probabilidade posterior respectivamente. As sequências obtidas nesse estudo estão em negrito. Somente os valores acima de 50% são mostrados. *Amyloporia carbonica* e *Fomes fomentarius* representam o grupo externo.



Fonte: Oliveira-Filho, 2017

Figura 9 – Árvore filogenética de *Fomitiporella* obtida por máxima verossimilhança de sequências da região ITS do rDNA. Os valores dos nós são referentes à bootstrap e probabilidade posterior respectivamente. As sequências obtidas nesse estudo estão em negrito. Somente os valores acima de 50% são mostrados. *Amyloporia carbonica* e *Fomes fomentarius* representam o grupo externo.



Fonte: Oliveira-Filho, 2017

### 3.3 *Inonotus* s.l. P. Karst.

*Inonotus* foi descrito por Karsten (1879), tipificado por *Inonotus hispidus* (Bull.) P. Karst. e, como outros gêneros de Hymenochaetaceae, é reconhecidamente o segundo maior complexo de espécies na família (Dai, 2010). *Inonotus* em seu senso tradicional é caracterizado por apresentar basidiomas anuais, de consistência fibrosa, frágil e sistema hifálico monomítico (Nuñez & Ryvarden, 2000). A adição de estudos moleculares tem demonstrado a polifilia de *Inonotus*, sugerindo sua segregação em clados menores, bem como os caracteres tradicionalmente utilizados têm se mostrado ineficazes para o reconhecimento do gênero (Wagner e

Fischer, 2001, 2002a, Gottlieb *et al.* 2002; Jin *et al.* 2005; Dai, 2010; Zhou *et al.* 2015).

Para *Inonotus s.l.*, foram realizadas análises separadas, uma para *Inonotus s.s.* e a outra para os gêneros segregados de *Inonotus s.l.*, *Tropicoporus* e *Sanghuangporus*, devido a grande variabilidade genética dentre estes grupos.

O clado de *Inonotus s.s.*, no presente estudo, obteve alto suporte (análise LSU: MV 100% e BA 1.0 – Figura 11; análise ITS: MV 99% e BA 1.0 – Figura 12) e duas sequências provenientes da REBIO de Pedra Talhada (AL) agruparam-se com sequências de *Inonotus micantissimus* (Rick) Rajchenb. do México (LSU) e dos Estados Unidos (Flórida, ITS) com alto suporte (análise LSU: MV 100% e BA 1.0 – Figura 11; análise ITS: MV 87% e BA 0.99 – Figura 12). Morfologicamente, ambos os espécimes haviam sido identificados como *Phellinus macrosporus* Gibertoni & Ryvar den devido ao tamanho dos basidiósporos (6,3–7,2 µm) e o sistema hifálico dimítico (Gibertoni *et al.* 2004). O tamanho dos basidiósporos também está de acordo com a descrição de *I. micantissimus* de Rajchenberg (1987) e de Ryvar den (2004), contudo os espécimes do presente estudo diferem por apresentar claramente sistema hifálico dimítico, enquanto *I. micantissimus* apresenta sistema hifálico monomítico (Ryvar den, 2004). Entretanto, o holótipo foi analisado (PACA/FR 20691) e o sistema hifálico variou de monomítico a dimítico. Outros espécimes de *I. micantissimus* (O 506129; O 919343; O 919345, O 919341; O 919342; O 919346; O 919344; O 906277; O 919340; O 505347) também foram analisados e alguns apresentaram uma morfologia ressupinada com aspecto pustulado, diferindo do espécime tipo da espécie que é tipicamente ressupinado. Muitos autores referem aspectos transicionais do sistema hifálico entre espécies de *Inonotus* e *Phellinus* na taxonomia tradicional (Ryvar den & Gilbertson, 1994; Drechsler-Santos *et al.* 2016), mas não no mesmo espécime como observado.

A localidade de coleta do espécime-tipo de *I. micantissimus* é no Rio Grande do Sul e a ausência, até o momento, de sequências do Brasil, indica a identificação dos espécimes do México e da Flórida apenas por características morfológicas. Ambos os espécimes identificados na pesquisa serão considerados como *I. micantissimus* e a sinonimização de *Phellinus macrosporus* é sugerida. Por meio das análises, é possível inferir que a espécie encontra-se largamente distribuída nas Américas.

Figura 10 – Basidiomas de *Inonotus micantissimus* (PPT132). H = superfície himenial. Escala = 1 cm.

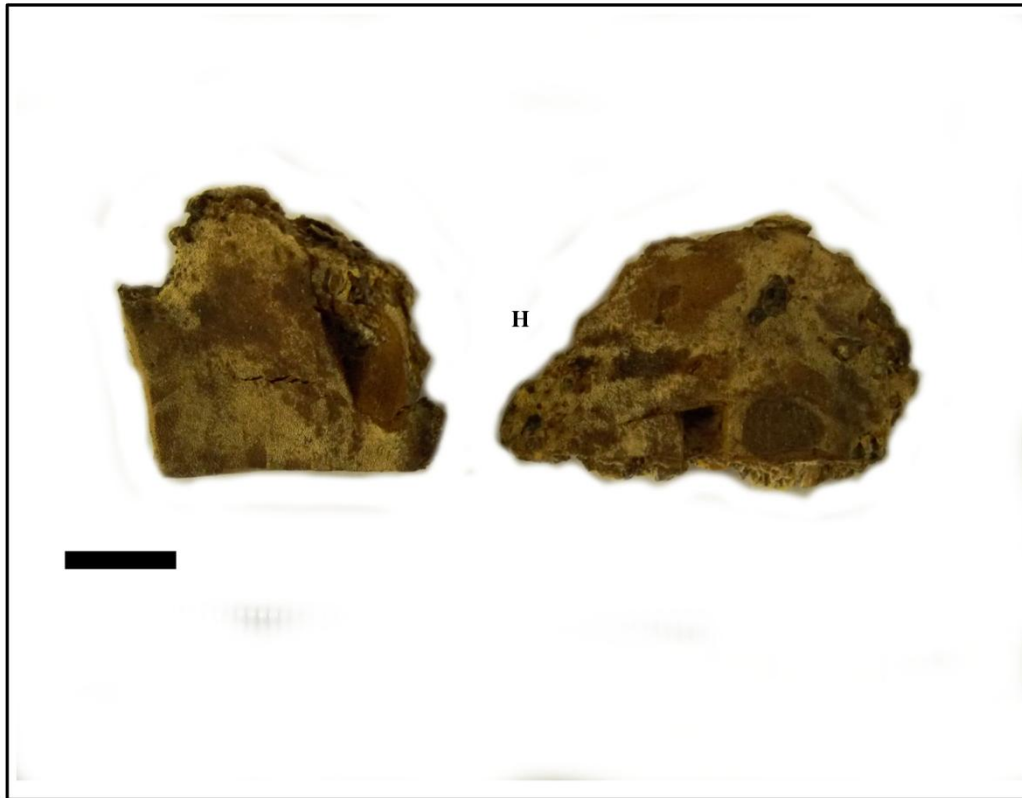
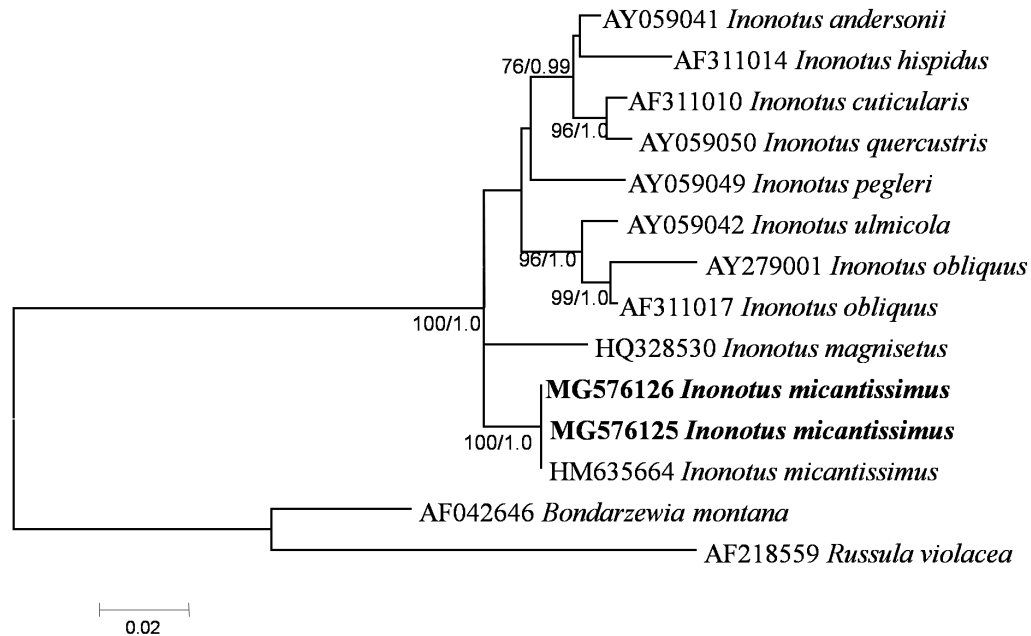
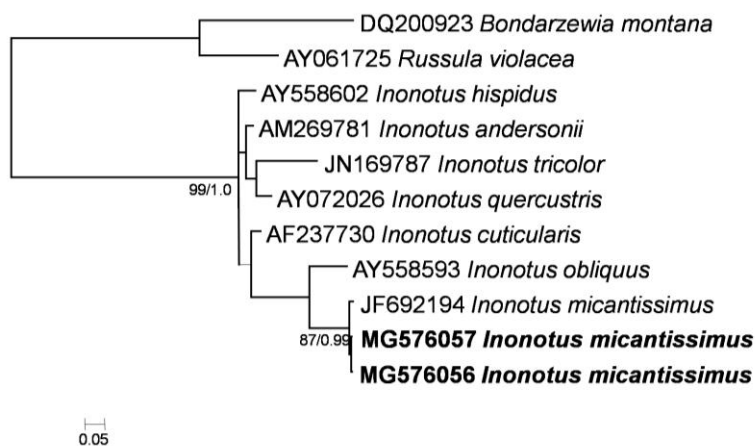


Figura 11 – Árvore filogenética de *Inonotus* s.s. obtida por análises de sequências da região LSU do rDNA. Os valores dos suportes são referentes à máxima verossimilhança (MV) e análise Bayesiana (BA). As sequências obtidas nesse estudo estão em negrito. Somente os valores acima de 50% são mostrados. *Bondarzewia montana* e *Russula violacea* representam o grupo externo.



Fonte: Oliveira-Filho, 2017

Figura 12 – Árvore filogenética de *Inonotus* s.s. obtida por máxima verossimilhança de sequências da região ITS do rDNA. Os valores dos suportes são referentes à bootstrap e probabilidade posterior. As sequências obtidas nesse estudo estão em negrito. Somente os valores acima de 50% são mostrados. *Bondarzewia montana* e *Russula violacea* representam o grupo externo.



Fonte: Oliveira-Filho, 2017

Na segunda análise com espécies relacionadas a *Inonotus* s.s, os outros dois espécimes do presente estudo apresentaram relações com *Tropicoporus*, um gênero recentemente proposto por Zhou *et al.* (2015), segregado do complexo *Inonotus linteus* (Berk. & M.A. Curtis) Teixeira. O gênero tem como tipo *T. excentrodendri* L.W. Zhou & Y.C. Dai, uma espécie muito particular que até o momento tem especificidade com *Excentrodendron tonkinense* (A. Chevalier) Hung T. Chang & R. H. Miao, uma angiosperma ameaçada de extinção. *Tropicoporus* é muito relacionado à *Sanghuangporus*, outro gênero também segregado do complexo *I. linteus*. Morfologicamente, ambos os gêneros apresentam muitas similaridades, sendo difícil a separação por simples caracteres morfológicos (Zhou *et al.* 2015).

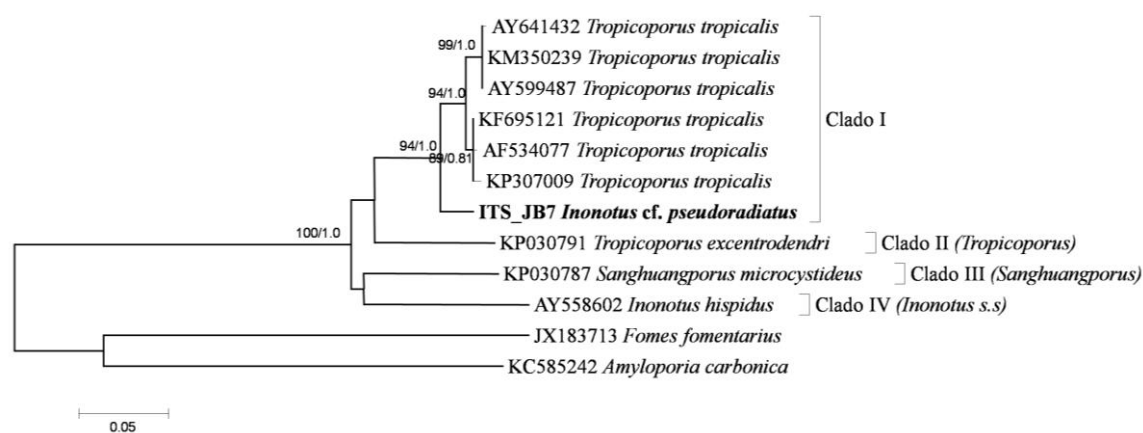
Na análise de LSU (Figura 14) utilizando sequências de *Inonotus* s.s. (*I. hispidus* e *I. plorans*), *Sanghuangporus* (*S. sanghuang* e *S. zonatus*), *Tropicoporus* (*T. guanacastensis* e *T. cubensis*), bem como as sequências do GenBank obtidas com o auxílio da ferramenta BLASTN, foram obtidos cinco clados (Figura 13 e 14): um para cada gênero citado e mais dois clados onde as sequências do presente estudo se encaixam. Na atual circunscrição filogenética dos gêneros de *Inonotus* s.l., estes dois clados podem representar novos gêneros, mas não serão propostos até que análises com novos marcadores moleculares e a adição de novas sequências sejam realizadas.

O clado em que se encaixa o espécime JRF139 apresentou baixo suporte em LSU (MV 71% – Figura 14) e este diverge significativamente das sequências próximas, o que pode representar uma nova espécie. Contudo, o voucher do material não foi encontrado até o momento para avaliação de características morfológicas.

O espécime JB7, do qual foram obtidas tanto sequências de LSU quanto ITS, formou um ramo individual com suporte baixo nas análises de LSU (MV 61% e BA 0.75 – Figura 14), mas com alto suporte nas análises de ITS (MV 94% e BA 1.0 – Figura 13). O espécime JB7 é proveniente do Jardim Botânico do Recife, remanescente de Mata Atlântica, e mostra-se relacionado a *Tropicoporus tropicalis*, cujas sequências disponíveis são da Costa Rica (LSU: AY059037), Panamá (ITS: KP307009), Estados Unidos (ITS: KF695121) e provenientes de um relato médico de enfermidade (LSU AY598826 e AY598827; ITS: KM350239 e AY641432). Para outras duas sequências de ITS (AF534077 e AY599487), não há dados sobre a localidade. *Inonotus tropicalis* tem sua localidade tipo no Brasil e até o momento não

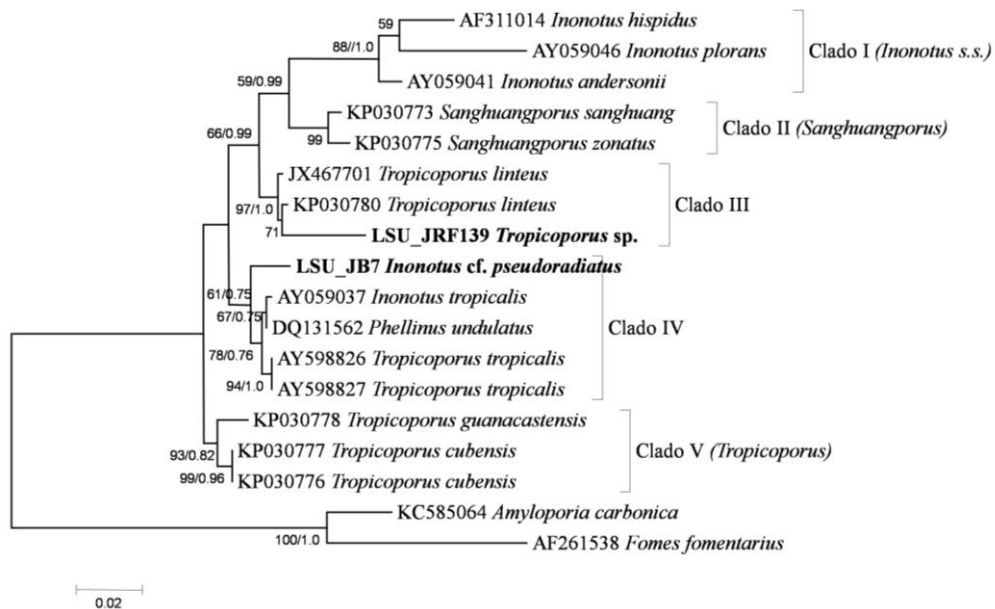
há sequências comparativas provenientes do país. Morfologicamente, o espécime JB7 difere de *I. tropicalis* por apresentar basidioma pileado (ressupinado em *I. tropicalis*), setas himeniais maiores ( $10\text{--}20 \times 5\text{--}7 \mu\text{m}$  em *I. tropicalis*;  $18\text{--}27,5 \times 6\text{--}10,5 \mu\text{m}$ ), bem como basidiósporos ligeiramente maiores ( $3 \times 2,5 \mu\text{m}$  em *I. tropicalis*;  $4\text{--}5 \times (3\text{--}) 4\text{--}5 \mu\text{m}$ ). Morfologicamente, JB7 é similar a *I. pseudoradiatus*, cuja localidade tipo é no Equador e do qual difere apenas pelo tamanho dos poros [6(–7) poros/mm nos espécimes do presente estudo; 3–4 poros/mm no protólogo) e pelo sistema hifálico, monomítico em *Inonotus pseudoradiatus* e dimitico no espécime brasileiro. Até a disponibilização do tipo de *I. pseudoradiatus* para uma melhor comparação morfológica, o espécime brasileiro será considerado como *Inonotus* cf. *pseudoradiatus*.

Figura 13 – Árvore filogenética de *Inonotus* s.l. obtida por máxima verossimilhança de sequências da região ITS do rDNA. Os valores dos suportes são referentes a bootstrap e probabilidade posterior. As sequências obtidas nesse estudo estão em negrito. Somente os valores acima de 50% são mostrados. *Amyloporia carbonica* e *Fomes fomentarius* representam o grupo externo.



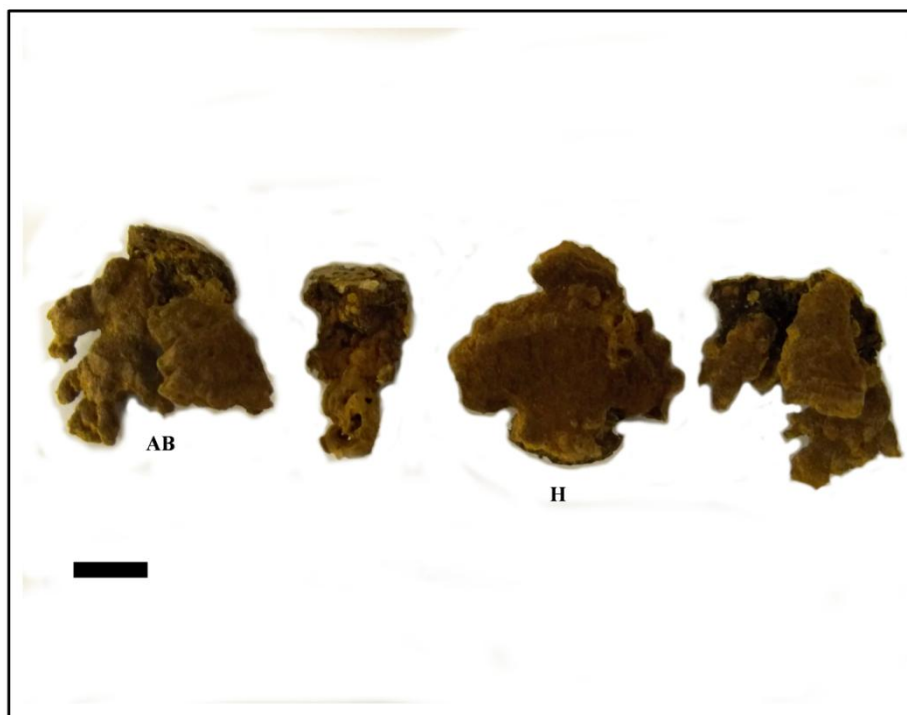
Fonte: Oliveira-Filho, 2017

Figura 14 – Árvore filogenética de *Inonotus* s.l. obtida por máxima verossimilhança de sequências da região LSU do rDNA. Os valores dos suportes são referentes a bootstrap e probabilidade posterior. As sequências obtidas nesse estudo estão em negrito. Somente os valores acima de 50% são mostrados. *Amyloporia carbonica* e *Fomes fomentarius* representam o grupo externo.



Fonte: Oliveira-Filho, 2017

Figura 15 – Basidioma de *Inonotus* cf. *pseudoradiatus* AB = superfície abhimenial. H = superfície himenial. Escala = 1 cm.



Fonte: Oliveira-Filho, 2017

### 3.4 *Fulvifomes* Murrill

*Fulvifomes* foi descrito por Murrill (1914) e tipificado por *F. robiniae* (Murrill) Murrill, agrupando fungos com basidiomas perenes e sésseis com píleo unglado ou aplanado. Por muito tempo, também foi considerado sinônimo de *Phellinus* até Wagner & Fischer (2001, 2002a), por meio de análises moleculares estabelecerem novamente o gênero como válido. Zhou (2014) propõe uma nova circunscrição do gênero após estudos baseados nas regiões ITS e nLSU, caracterizando o gênero por apresentar espécies com basidioma anual a perene, séssil, efuso-reflexo a subestipitado com píleo solitário a imbricado; contexto duplex ou homogêneo; sistema hifálico monomítico ou dimítico; ausência de setas tramais ou himeniais; basidiosporos subglobosos a elipsoides, com parede levemente espessada.

No presente estudo, *Fulvifomes* apresentou um alto suporte estatístico na análise de ITS (MV 99% e BA 1.0 – Figura 17), diferindo da análise de LSU em que o clado não obteve suporte (Figura 16). Na análise de LSU, os espécimes PH6 e JRF74, coletados em área urbana de Recife, sendo o espécime JRF74 em árvore viva de *Prosopis juliflora* Sw. DC., formaram um clado com o espécime-tipo de *F. thailandicus* proveniente da Tailândia (KR905665) e *F. hainanensis* da China (JX866779). Na análise de ITS, os dois espécimes deste estudo se agruparam com sequências da Índia (KP658646 e KP658651 como *Phellinus* sp.), Tailândia (KR905672 como *Fulvifomes thailandicus*) e Taiwan (EU035313 e EU035310 como *F. merrillii*) em um clado sem suporte. Contudo, em ambas as análises, os espécimes se agrupam em um clado individual, com razoável suporte em ITS (MV 69% e BA 0.92 – Figura 17) e bom suporte em LSU (MV 95% e BA 1.0 – Figura 16). Além da distância geográfica, JRF74 e PH6 se diferenciam morfologicamente de *F. thailandicus* e *F. hainanensis* pelo tamanho dos basidiósporos, levemente maiores ( $5,8\text{--}7 \times 5\text{--}6 \mu\text{m}$  nos espécimes do presente estudo;  $5\text{--}5,8(-6) \times (4\text{--})4,1\text{--}4,8(-5) \mu\text{m}$  em *F. thailandicus*;  $5,2\text{--}6,2 \times 4\text{--}4,8 \mu\text{m}$  em *F. hainanensis*). O tamanho dos poros dos espécimes do presente estudo (3–4 poros/mm) também difere de *F. thailandicus* (6–7 poros/mm). Ambos os espécimes brasileiros foram identificados primeiramente como *Phellinotus piptadeniae/neoaridus*, mas, as análises moleculares os posicionaram em *Fulvifomes*.

Após dados sobre o substrato de coleta (árvore viva de *Prosopis juliflora*), foi levantada a hipótese de pertencerem a *Phellinus badius* (Cooke) G. Cunn., uma

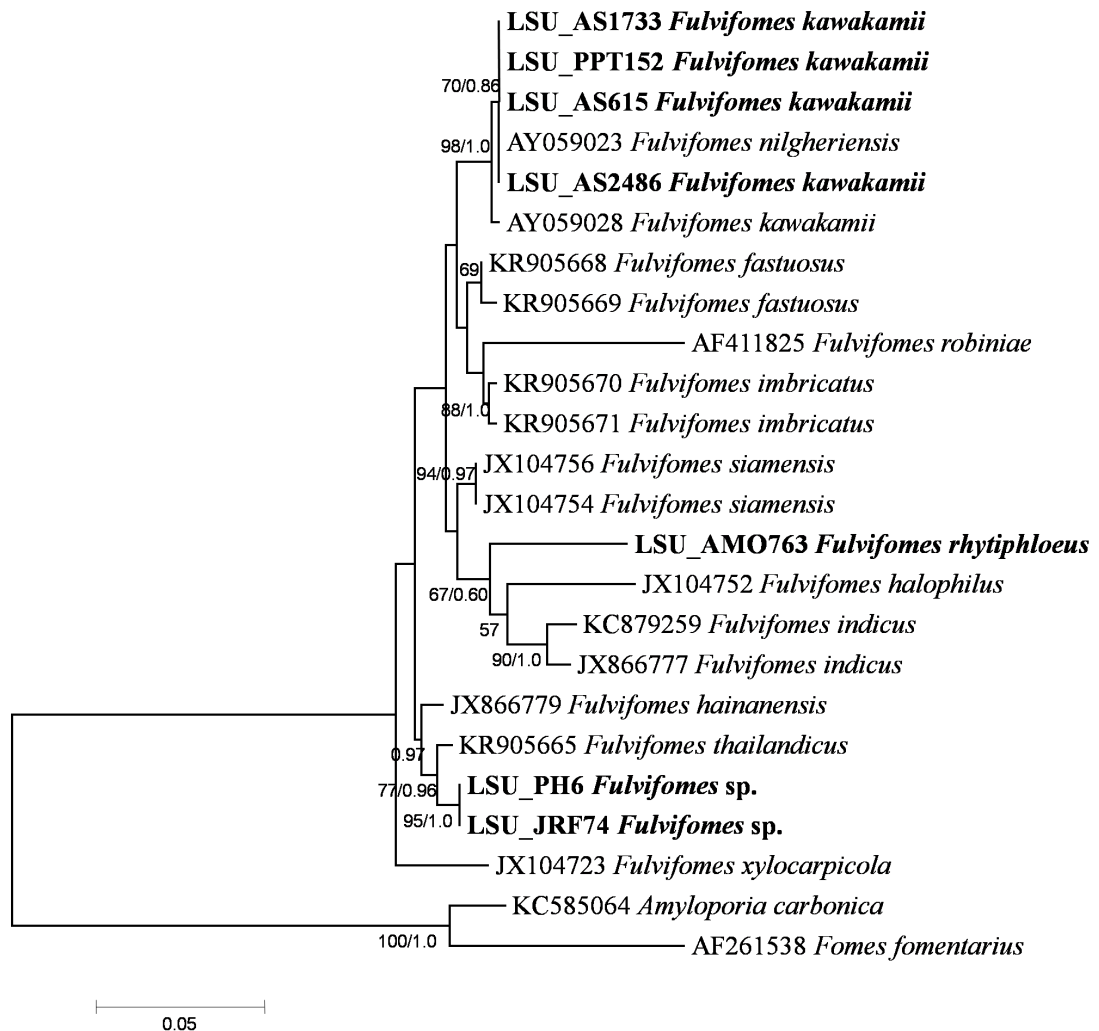
espécie cuja ocorrência já foi registrada em *Prosopis juliflora* e que também são morfológicamente semelhantes. Entretanto, os espécimes brasileiros apresentam poros levemente maiores (3–4 poros/mm, 4–6 poros/mm em *Phellinus badius*) e na ausência de linha preta no contexto, visualizada claramente em imagens de dois possíveis tipos depositados no herbário NY (00780658; 00780659). Adicionalmente, *Phellinus badius* tem como provável localidade tipo o Caribe (Larsen, 1990) e a única sequência disponível da espécie no Genbank é da Índia que, na ferramenta BLASTn, não apresentou relações com os espécimes brasileiros. Um estudo sobre hospedeiro de *P. badius* na Índia demonstrou uma ampla variedade de hospedeiros para a espécie, mas não há relatos em *Prosopis juliflora* (Verma & Verma, 2017). Larsen (1990) relata que há vários espécimes identificados como *Phellinus badius*, mas aparentemente nenhum pode ser identificado como tal.

Os espécimes AS1733, AS615, PPT152 e AS2486 foram primeiramente identificados como *F. fastuosus*, provenientes respectivamente do Pará, Alagoas e Amapá. Entretanto, agruparam-se com uma sequência de *F. nilgheriensis* (CBS 209.36, AY059023, EUA, Florida) e *F. kawakamii* (EUA, Havaí) com razoável suporte nas análises de LSU (MV 98% e BA 1.0 – Figura 16). *Fulvifomes kawakamii* é considerada endêmica do Havaí, enquanto *F. nilgheriensis* tem como localidade tipo a Índia. Segundo as análises filogenéticas de LSU, estas constituem uma única espécie. Nas análises de ITS, os espécimes brasileiros formam um clado com baixo suporte (Figura 17) com as sequências de *F. nilgheriensis* dos Estados Unidos (Flórida, CBS 209.36, AY558633) e *F. merrillii* do Taiwan (JX484013) e também estão relacionados com *F. imbricatus* (KR905677 e KR905679) da Tailândia. Como não há sequências de *F. nilgheriensis* da localidade tipo, é possível inferir que o clado se trata de *F. kawakamii*, uma espécie não mais endêmica do Havaí, mas bem distribuída nas Américas e ilhas adjacentes. Morfológicamente, os espécimes do presente estudo são muito similares a *F. kawakamii*, pois apresentam basidiomas pileados, perenes com estratificação muito evidente, imbricados. A superfície abhimenial é concentricamente zonada e a himenial apresenta dissepimentos inteiros e 6-8 poros/mm. Microscopicamente, o sistema hifálico é dimítico, mas foram observadas diferentes formas de hifas como destacado também para *F. kawakamii* por Larsen & Lombard (1985): hifas septadas amareladas a marrons, frequentes no contexto e dissepimentos, não ramificadas; quando amareladas, de parede fina; quando marrons, normalmente com a parede espessa. As hifas não septadas, mais

raras e tipicamente sólidas, podem ocorrer tanto no contexto quanto nos dissepimentos. As hifas intrusivas do contexto são frequentemente septadas, hialinas, ramificadas, com parede fina, tipicamente presente nos tubos. Os basidiósporos são globosos a subglobosos, com parede espessa, amarelados a marrons dourados,  $4,7\text{--}5 \times 4,7\text{--}5,1\mu\text{m}$ . *Fulvifomes kawakamii* foi descrito como parasita de *Casuarina equisetifolia* L., *Acacia koa* A. Gray e *Acacia koaia* W. Hillebrand no Havaí causando pocket-rot. Os espécimes brasileiros foram encontrados em angiospermas não identificadas e em *Manilkara bidentata* (A. DC.) A. Chev., ambas em decomposição.

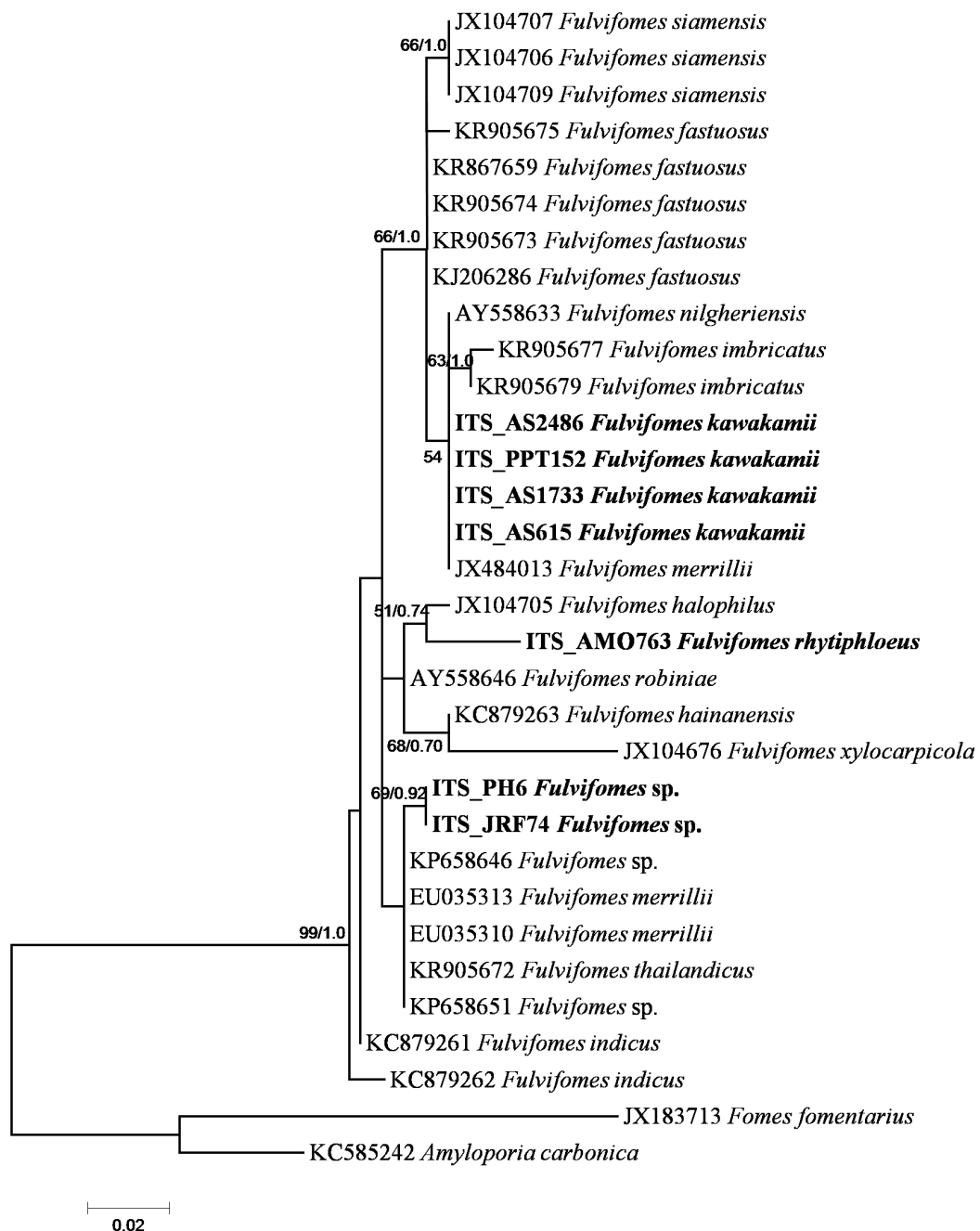
Já o espécime AMO763 é proveniente de Rondônia e não se agrupou com nenhuma espécie de *Fulvifomes* tanto nas análises de LSU (Figura16) quanto em ITS (Figura 17), se mostrando relacionada à *F. halophilus* proveniente da Tailândia em ambas as análises. Morfologicamente, o espécime é semelhante a *F. halophilus*, diferindo por apresentar basidiósporos levemente menores,  $3,5\text{--}4 \times 3\text{--}4\mu\text{m}$  ( $4\text{--}5,5 \times 3,5\text{--}5\mu\text{m}$  em *F. halophilus*) e ecologicamente pelo desenvolvimento do espécime brasileiro em tronco em decomposição, enquanto o espécime tailandês em hospedeiro vivo, *Xylocarpus granatum* J.König, uma planta de manguezal. *Fulvifomes rhytiphloeus* consiste em uma espécie muito similar morfológicamente pelo basidioma pileado, distinta linha negra no contexto, 6-8 poros/mm, setas ausentes e basidiósporos globosos a subglobosos, levemente acastanhados, com parede espessa,  $3,5\text{--}4 \times 3\text{--}4\mu\text{m}$ , levemente menores [ $4\text{--}5$  ( $\text{--}5,5$ )  $\mu\text{m}$ ] que os da descrição de Larsen & Cobb-Poullé (1990) e Ryvarden (2004). O tipo de *F. rhytiphloeus* foi coletado em Minas Gerais. Desse modo, o espécime de Rondônia será considerado como *F. rhytiphloeus*. A combinação desta espécie para *Fulvifomes* foi realizada por Campos-Santana *et al.* (2015) baseada em estudos morfológicos e, no presente estudo, a combinação é confirmada também por análises moleculares.

Figura 16 – Árvore filogenética de *Fulvifomes* obtida por máxima verossimilhança de sequências da região LSU do rDNA. Os valores dos suportes são referentes a bootstrap e probabilidade posterior respectivamente. As sequências obtidas nesse estudo estão em negrito. Somente os valores acima de 50% são mostrados. *Amyloporia carbonica* e *Fomes fomentarius* representam o grupo externo.



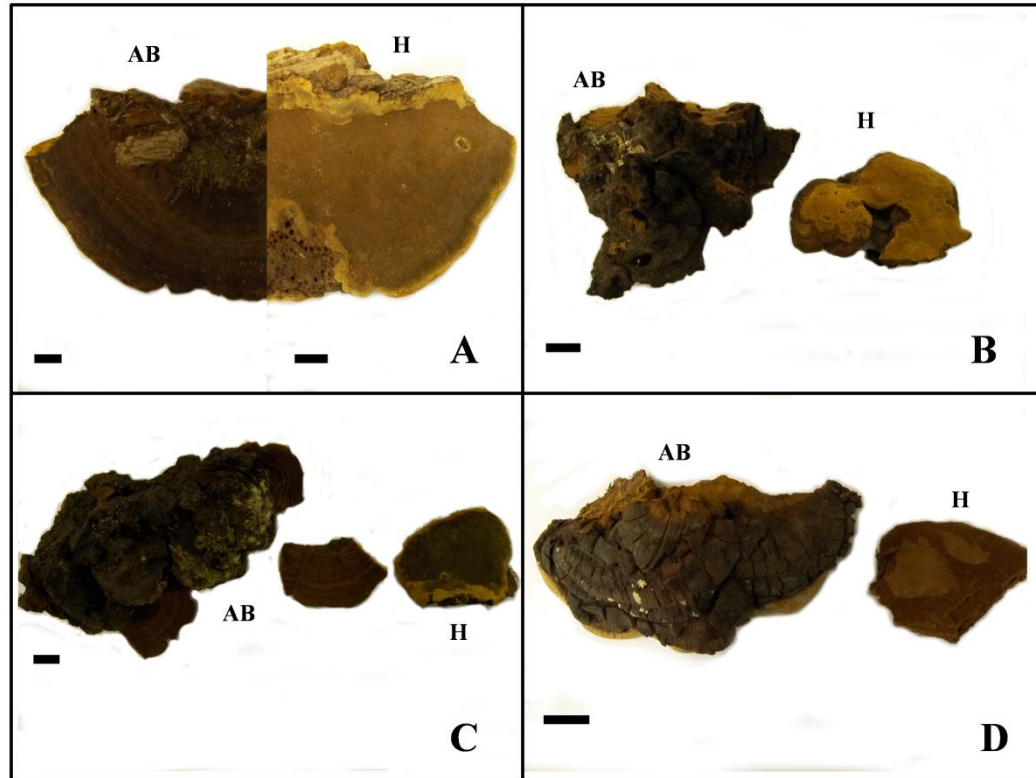
Fonte: Oliveira-Filho, 2017

Figura 16 – Árvore filogenética de *Fulvifomes* obtida por máxima verossimilhança de sequências da região ITS do rDNA. Os valores dos suportes são referentes a bootstrap e probabilidade posterior respectivamente. As sequências obtidas nesse estudo estão em negrito. Somente os valores acima de 50% são mostrados. *Amyloporia carbonica* e *Fomes fomentarius* representam o grupo externo.



Fonte: Oliveira-Filho, 2017

Figura 17 – Basidiomas de *Fulvifomes*. A. *Fulvifomes rhytiphloeus* (AMO763) B. *Fulvifomes kawakamii* (AS615) C. *Fulvifomes kawakamii* (AS1733). D. *Fulvifomes* sp. (JRF74). AB = superfície abhimenial. H = superfície himenial. Escala = 1 cm e 2 cm (em D).



Fonte: Oliveira-Filho, 2017

### 3.5 *Fuscoporia* Murrill

*Fuscoporia* foi descrita por Murrill (1907) tendo *Fuscoporia ferruginosa* (Schr.) Murrill como tipo e acomoda espécies com basidioma perene, anual em poucas espécies; ressupinado, pileado ou lateralmente estipitado. As hifas generativas são usualmente cobertas com cristais; as setas himeniais estão presentes na maioria das espécies; os esporos são cilíndricos, oblongo-elipsoides, amplamente elipsoides ou subglobosos, de parede fina, lisos, sem reação dextrinoide (Murrill, 1907; Dai, 2010).

*Fuscoporia* tradicionalmente tem sido incluída em *Phellinus* s.l., mas por meio de análises moleculares tem se evidenciado que espécies do gênero formam um clado independente (Wagner & Fischer, 2001, 2002a). Recentemente, novas espécies foram propostas para o gênero: *F. insolita* Spirin, Vlasák & Niemelä (Spirin et al. 2014) e *F. atlantica* Motato-Vásquez, R.M. Pires & Gugliotta (Pires et al. 2015).

No presente estudo, 14 sequências geradas de espécimes brasileiros agruparam-se em *Fuscoporia* distribuídas em quatro clados.

Todos estes espécimes foram previamente identificados como *Fuscoporia gilva* e *F. callimorpha*. Fidalgo & Fidalgo (1968) consideraram *F. gilva* como um táxon com grande variabilidade morfológica, listando 97 sinônimos para a espécie. Os autores consideraram, por meio de análises morfológicas, que *Phellinus gilvus* compreendia três espécies: *Phellinus gilvus*, *Phellinus licnoides* e *Phellinus scruposus* (Fr.) Pat., cujas principais variações ocorriam na superfície abhimenial: azonada em *P. gilvus*, concentricamente zonada em *P. licnoides* e radialmente sulcada em *P. scruposus*. Na atualidade, as coleções brasileiras de *Fuscoporia* com espécimes variando de pileados a efuso-reflexos são considerados em cinco espécies: *Fuscoporia wahlbergii* (Fr.) T. Wagner & M. Fisch., *F. callimorpha* (Lév.) Groposo, Log.-Leite & Góes-Neto, *F. gilva*, *F. rhabarbarina* (Berk.) Groposo, Log.-Leite & Góes-Neto e *F. flavomarginata* (Murrill) Groposo, Log.-Leite & Góes-Neto (Groposo *et al.* 2007). Entre estas espécies, o material do presente estudo é morfológicamente muito similar a *F. callimorpha* e *F. gilva*, que diferem no tamanho dos esporos [(3,2) 3,6–3,9 (4,3) × 2,2 µm em *F. callimorpha* e 2,9–4,9 × 2,0–3,6 µm em *Fuscoporia gilva*] (Ryvarden, 2004; Groposo *et al.* 2007).

No presente estudo, os espécimes JRF99, JRF140, JRF148, coletados em Minas Gerais e Pernambuco e identificados como *Fuscoporia callimorpha*, se agruparam com duas sequências de *F. callimorpha* provenientes da Flórida (JF692190; JF692191), formando um clado com baixo suporte em ITS (MV 68% e BA 0.80 – Figura 19). Na análise de LSU, os espécimes se agruparam em um clado com suporte razoável (MV 62% e BA 0.97 – Figura 20) sem, contudo, mostrar relações com os outros espécimes do mesmo clado. Contudo, *F. callimorpha* tem como localidade tipo Madagascar e, até o momento, não há sequências disponíveis de material proveniente dessa localidade, nem de localidade próxima. Sendo assim, espécimes considerados como *F. callimorpha* para os neotrópicos possivelmente pertencem a espécies distintas, como *Phellinus licnoides*, espécie morfológicamente semelhante a *F. callimorpha* e que tem o Brasil como localidade tipo. Desse modo, a nova combinação *F. licnoides* é proposta.

O espécime PH2, coletado em Goiás, não se agrupou com nenhuma sequência tanto na análise de LSU (Figura 20) quanto na de ITS (Figura 19). Morfológicamente, este espécime é semelhante a *F. licnoides*, pois apresenta

basidiomas anuais, com forte zonação na superfície abhimenial, 6-7 poros/mm, dissepimentos inteiros a lacerados; sistema hifálico dimitico e setas himeniais abundantes. Os basidiósporos não foram encontrados, impedindo a descrição de uma nova espécie.

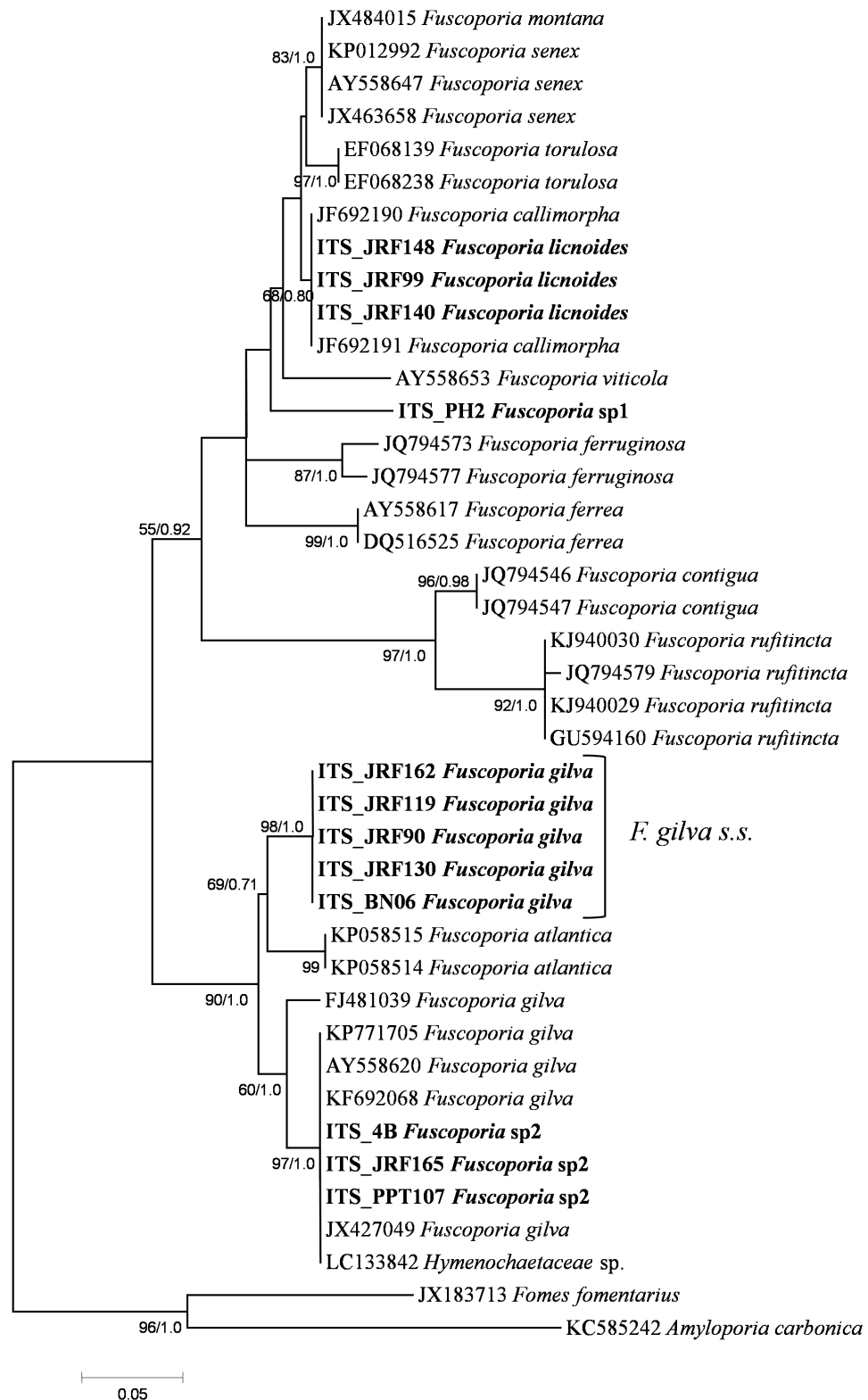
Os espécimes 4B, PPT107, JRF165 e 6B, previamente identificados como *F. gilva* formaram um agrupamento com alto suporte em LSU (MV 97% e BA 1.0 – Figura 20) mostrando relações com duas sequências de *F. gilva* da China e Taiwan (HQ328525, JX484006) e uma sequência de *F. formosana* também de Taiwan (AY059034). Nas análises de ITS, o espécime brasileiro se agrupa com cinco sequências de *F. gilva* com alto suporte (MV 97% e BA 1.0 – Figura 19), provenientes do Sri Lanka (KP771705), Porto Rico (JX427049) e outras três cuja localidade não foi especificada nos trabalhos consultados (AY558620; LC133842 e KF692068). Os espécimes brasileiros apresentam basidiomas anuais, pileados, frequentemente imbricados, com leve zonação na superfície abhimenial, 6-8 poros/mm, dissepimentos frequentemente lacerados, sistema hifálico dimitico, setas himeniais retas e abundantes. Os basidiósporos, no entanto, não observados. O clado em que se encaixam estes espécimes está distantemente relacionado do clado verdadeiro de *F. gilva* marcado nas Figuras 19 e 20, assim, estes espécimes serão considerados como uma espécie nova que será descrita quando os basidiósporos forem encontrados em novos materiais.

Seis outras sequências previamente identificadas como *F. gilva* (BN06; JRF130; JB12, JRF119; JRF90; JRF162) também se agruparam com outras sequências de *F. gilva* com bom suporte em LSU (MV 81% e BA 1.0 – Figura 20) e estas mesmas sequências formaram um clado individual nas análises de ITS com alto suporte (MV 98% e BA 1.0 – Figura 19). Este clado corresponde ao clado verdadeiro de *F. gilva*, porque inclui sequências de espécimes (AY059025 e KX065992) que são provenientes da localidade tipo (Estados Unidos). Os espécimes do presente estudo apresentam macro e micromorfologia muito similar a de *F. gilva*: basidioma pileado, anual, com fraca zonação na superfície abhimenial, 5–8 poros/mm, dissepimentos finos ou grossos, inteiros a levemente lacerados; sistema hifálico dimitico, setas himeniais abundantes. Os basidiósporos, no entanto, estavam ausentes. Um fato interessante foi o agrupamento de uma sequência identificada como *F. rhabarbarina* (JX48004) neste clado. Esta sequência não apresenta muitas informações no Genbank, incluindo sua real origem, mas é possível inferir pelo

trabalho que gerou a mesma (Taxonomic studies of the genus *Phellinus* sensu lato in Taiwan) que sua proveniência é de Taiwan. Esta sequência asiática apresenta uma leve divergência na árvore filogenética em comparação com as outras sequências dos Estados Unidos, mas, por enquanto, vamos inferir que se trata de *F. gilva*.

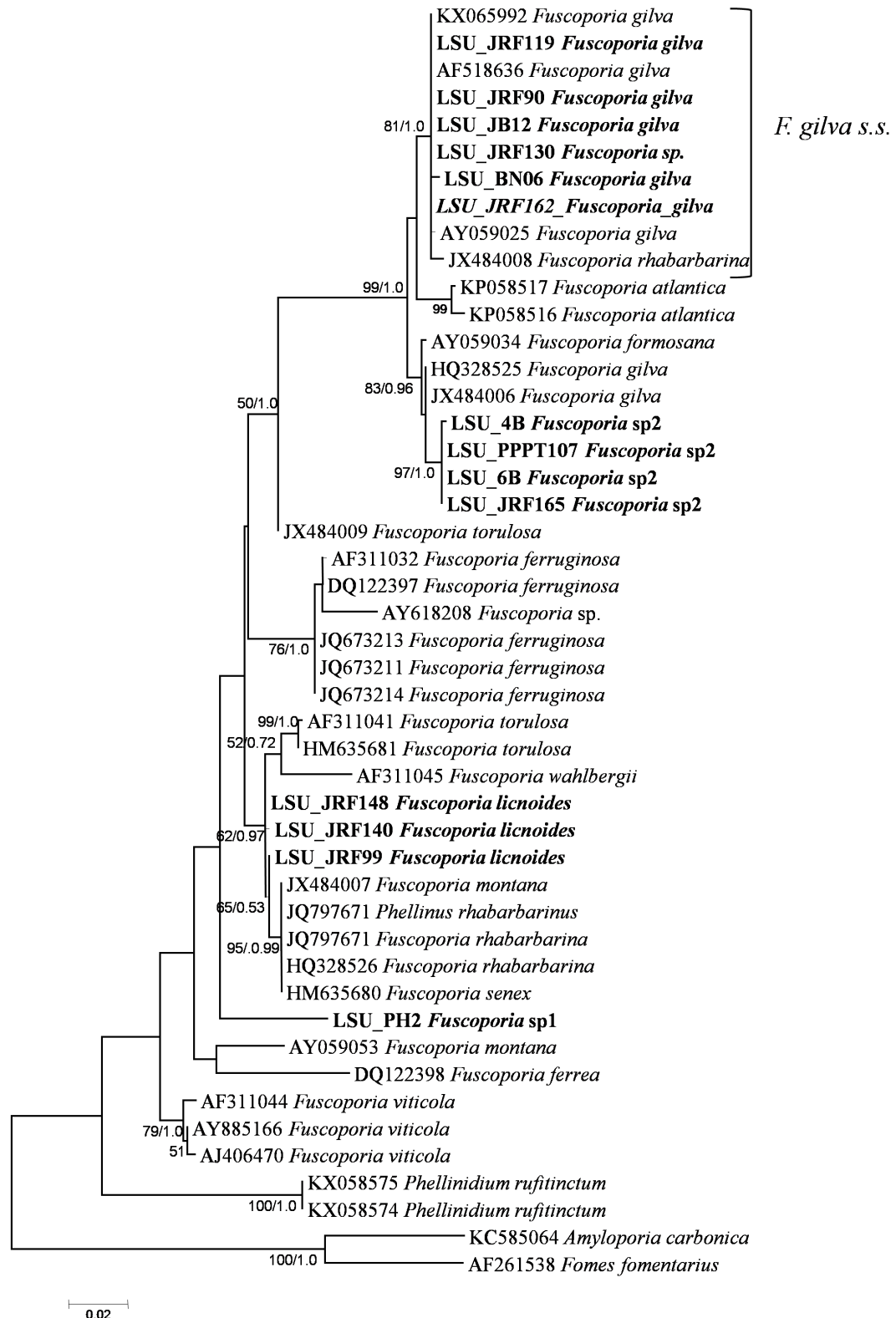
Pelo discutido sobre os quatro clados em que os espécimes brasileiros se agruparam, é possível inferir a alta variabilidade genética no gênero e pouca correspondência em caracteres morfológicos, indicando assim espécies crípticas, ou seja, espécies muito difíceis de serem identificadas apenas por macro e micromorfologia. Insumran *et al.* (2012) comentam a grande variabilidade da região ITS em *Fuscoporia* para espécimes da Tailândia. Pequenas variações morfológicas foram notadas entre os espécimes pertencentes aos quatro clados no presente estudo. O padrão de zonação da superfície abhimenial pode ser uma característica distintiva: espécimes de *F. gilva* (clado verdadeiro) ou não apresentam zonação ou esta é pouco evidente; os espécimes considerados como *Fuscoporia scruposa* apresentam uma fraca zonação; já a espécie nova (PH2) e os espécimes de *F. licnoides* apresentam forte zonação na superfície abhimenial. A combinação de algumas características morfológicas pode ajudar a diferenciar *F. scruposa* dos outros espécimes, principalmente dos espécimes verdadeiros de *F. gilva*, essas características são: a presença de dissepimentos muito lacerados, fraca zonação, basidiomas muito imbricados, por vezes de coloração marrom avermelhada na superfície abhimenial quando frescos. Já a diferenciação entre a espécie nova (PH2) e os espécimes de *F. licnoides* está relacionada a sutis diferenças na coloração da superfície himenial: os basidiomas de *F. licnoides* apresentam uma superfície himenial marrom escura mais forte que a espécie nova (PH2). Desse modo, essas espécies podem representar um complexo de espécies, cujo efetivo reconhecimento só é possível por meio de análises moleculares.

Figura 18 – Árvore filogenética de *Fuscoporia* obtida por máxima verossimilhança de sequências da região ITS do rDNA. Os valores dos suportes são referentes à bootstrap e probabilidade posterior respectivamente. As sequências obtidas nesse estudo estão em negrito. Somente os valores acima de 50% são mostrados. *Amyloporia carbonica* e *Fomes fomentarius* representam o grupo externo.



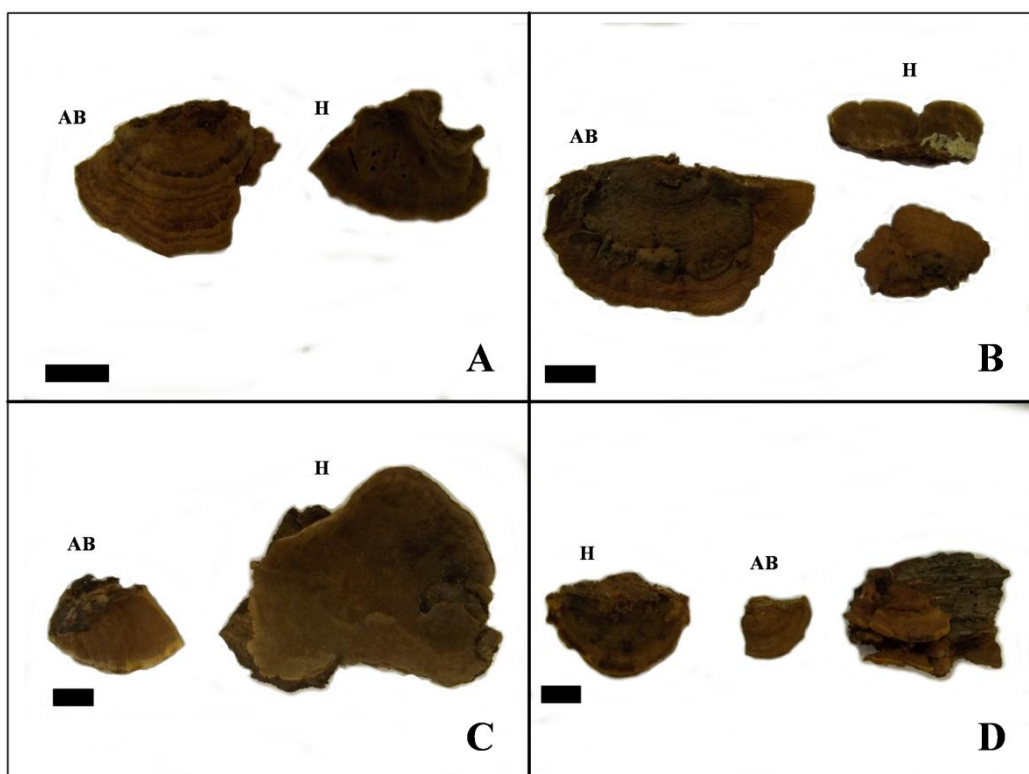
Fonte: Oliveira-Filho, 2017

Figura 19 – Árvore filogenética de *Fuscoporia* obtida por máxima verossimilhança de sequências da região LSU do rDNA. Os valores dos suportes são referentes à bootstrap e probabilidade posterior. As sequências obtidas nesse estudo estão em negrito. Somente os valores acima de 50% são mostrados. *Amyloporia carbonica* e *Fomes fomentarius* representam o grupo externo.



Fonte: Oliveira-Filho, 2017

Figura 20 – Basidiomas de *Fuscoporia*. A. *Fuscoporia* sp1 (PH2). B. *Fuscoporia* *licnoides* (JRF148). C. *Fuscoporia* *gilva* (JRF130). D. *Fuscoporia* sp2 (6B). AB = superfície abhimenial. H = superfície himenial. Escala = 1 cm.



Fonte: Oliveira-Filho, 2017

### 3.6 *Phylloporia* Murrill

*Phylloporia* foi proposta por Murrill (1904) e tipificada por *Phylloporia parasitica*, um tipo particular de fungo que se desenvolve em folhas. Ryvarden (1972) após reexaminar o tipo, transferiu outras espécies com características similares para o gênero.

*Phylloporia* tem sido relatada como um dos gêneros mais diversos de Hymenochaetaceae devido ao grande número de espécies descritas na atualidade (Cui *et al.* 2010; Valenzuela *et al.* 2011; Zhou & Dai 2012; Decock *et al.* 2013, 2015; Zhou 2013, 2015, 2016; Gafforov *et al.* 2014; Liu *et al.* 2015; Yombiyeni *et al.* 2015; Ferreira Lopes *et al.* 2016). Após a redefinição do conceito de *Phylloporia* por Wagner & Fischer (2001, 2002a, 2002b) pela inclusão de todas as espécies relacionadas à *Phellinus ribis* (*Phylloporia ribis*), muitas espécies tem sido descritas na atualidade provenientes dos mais diversos biomas. Embora esse exaustivo

esforço na descrição de muitas espécies, sequências do espécime-tipo ainda não foram incluídas.

As características mais diagnósticas de *Phylloporia* incluem o parasitismo em folhas e ramos vivos de acordo com Ryvar den (1991) e Wagner & Fischer (2002a), bem como a presença de um contexto dúplex na maioria das espécies, com exceção da espécie tipo *Phylloporia parasitica* Murrill e *P. oblongospora* Y.C. Dai & H.S. Yuan (Cui *et al.*, 2010).

O clado de *Phylloporia* no presente estudo apresentou baixo suporte (MV 67% – Figura 1) na árvore de Hymenochaetaceae poroide e na análise de LSU (MV 63% – Figura 23). Dez sequências geradas agruparam-se com outras sequências do gênero. Dentre estas, seis pertencem ao complexo *P. spathulata* (Hook.) Ryvar den, pois apresentam estipe desenvolvido e foram coletadas em solo, enquanto as outras quatro são pileadas e haviam sido previamente identificadas como *Phylloporia pectinata/chrysita*.

Os espécimes identificados previamente como *P. spathulata* apresentaram uma alta variabilidade genética, indicando que a presença de estipe não é uma característica informativa para identificação destas espécies como já observado por Ferreira-Lopes *et al.* (2016). O tipo de *P. spathulata* é proveniente do Equador e se posicionou no clado de *P. spathulata* s.s. (Anexo A).

O espécime BDNA3027 se agrupou com outras sequências depositadas no GenBank provenientes de material da Guiana Francesa e Guiana (KJ743259, KC136227, KY363574, KY363573), formando um clado com alto suporte filogenético nas análises de LSU (MV 99%, BA 1.0 – Figura 23). Esse clado representa uma espécie nova e está distantemente relacionado ao clado de *P. spathulata* s.s., representando mais uma espécie no complexo. Não há descrição dos materiais que formaram um clado com o espécime BDNA3027. As exsiccatas foram solicitadas, mas, até o momento, não houve resposta dos responsáveis, impossibilitando, assim, uma comparação morfológica dos espécimes.

Os espécimes BDNA3013, JRF145, JRF157, PPT241 e BDNA531 não se agruparam com nenhuma espécie conhecida, desse modo, representam outras morfoespécies estipitadas e todas correspondem a espécies distintas.

Os espécimes BDNA3013 e BDNA531 são provenientes de Mato Grosso do Sul e Piauí respectivamente e estão em ramos isolados na árvore (Figura 23), não apresentando relações com os espécimes e espécies já sequenciados.

Representam possivelmente que não serão propostas uma vez que os materiais são escassos.

O espécime PPT241, proveniente de Alagoas, apresenta relações com uma *P. spathulata* (KJ651918) coletada na Argentina, formando um clado com alto suporte (MV 91% e BA 0.98 – Figura 23). Ambos os espécimes correspondem a espécies distintas entre si e estão distantemente relacionadas do clado verdadeiro de *P. spathulata*.

O espécime JRF145, proveniente do Refúgio Ecológico Charles Darwin em Pernambuco, agrupou-se com um espécime proveniente da Martinica (KY349150) e aparentemente representam a mesma espécie. O espécime JRF157, também coletado no Refúgio Ecológico Charles Darwin, está relacionado a uma *Phylloporia* proveniente da Guiana Francesa (KJ743280), mas também são espécies distintas. Ambos os clados também estão distantemente relacionados do clado de *P. spathulata* s.s e representam uma espécie nova (Apêndice C).

Os espécimes previamente identificados como *P. chrysita* formaram um clado com alto suporte (MV 98%, BA 1.0) e representam uma nova espécie (Apêndice C). *Phylloporia chrysita* tem como localidade tipo San Carlos na Venezuela e as sequências disponíveis no Genbank da espécie são do México e Porto Rico. A sequência deste espécime de Porto Rico foi gerada no estudo de Wagner & Ryvarden (2002) e foi considerada como a morfoespécie verdadeira de *P. chrysita*, mesmo não sendo originária da localidade tipo. Deste modo, esta sequência será considerada como o clado verdadeiro de *P. chrysita*, sinalizado na árvore. Os espécimes do presente estudo são provenientes de Mata Atlântica de Pernambuco (JRF142, JRF151) e de Alagoas (PPT271) e formaram um clado com elevado suporte distantemente relacionado do clado verdadeiro de *P. chrysita*. Todos os espécimes são morfologicamente semelhantes, apresentando basidiomas pileados, aplanados a imbricados, 6–8 poros/mm, com distinta linha negra no contexto, semelhantes a descrição de *P. chrysita*, diferindo na coloração dos basidiomas (amarela em *P. chrysita* e marrom amarelada nos espécimes brasileiros) e consistência dos basidiomas (flexível e coriácea no tipo; rígida nos espécimes brasileiros), mas essa variação na consistência e coloração pode estar relacionada à fase de desenvolvimento dos basidiomas. Foram observadas fotografias do espécime tipo [K(M) 174167] e o mesmo não apresenta o denso tomento dos espécimes brasileiros. Microscopicamente, os espécimes brasileiros apresentam

sistema hifálico monomítico, basidiósporos hialinos, de parede fina, elipsoides, com lados achatados, IKI-,  $3,2-4,2(-5) \times 2,5-3,5 \mu\text{m}$ , também similares à descrição de *P. chrysita*. Uma diferenciação mais plausível dos espécimes brasileiros em relação ao tipo de *P. chrysita* está relacionada à ecologia, em particular à especificidade de hospedeiro e à distribuição geográfica. A especificidade de hospedeiro em *Phylloporia* já é relatada por diversos autores como Yombiyeni *et al.* (2015) e Yombiyeni & Decock (2017). Os espécimes JRF142, JRF151 e PPT271 foram coletados em angiospermas vivas, mas não foi possível a identificação dos hospedeiros. A localidade tipo de *P. chrysita* é caracterizada por bioma Amazônia e o tipo foi coletado de troncos em decomposição.

O espécime JB6 proveniente de Mata Atlântica de Pernambuco foi previamente identificado como *P. pectinata* e não se agrupou com nenhum outro espécime na árvore. Wagner & Ryvarden (2002) consideram o espécime sinalizado na árvore como clado verdadeiro de *P. pectinata*, porém o tipo de *P. pectinata* é originário da Índia e a sequência é proveniente de um espécime da Austrália. Nas análises moleculares, o clado verdadeiro está distantemente relacionado ao espécime JB6, representando uma nova espécie, que não será proposta em vista ao material escasso. Morfologicamente, o espécime do presente estudo é caracterizado pelo basidioma pileado, imbricado; superfície abhimenial zonada em sulcos concêntricos; poros circulares a irregulares, 8–9 poros/mm, dissepimentos inteiros; contexto dúplex com distinta linha negra. Microscopicamente, o sistema hifálico é monomítico, com hifas generativas hialinas a amareladas nos dissepimentos e predominância de hifas amareladas a castanho-amareladas na trama do contexto; basidiósporos globosos a subglobosos, frequentemente com lados achatados, de parede fina,  $2-3 \times (2,5-)3-4 \mu\text{m}$ . O espécime brasileiro difere de *P. pectinata* por apresentar basidiomas anuais, sistema hifálico monomítico e parede fina nos basidiósporos (basidioma perene, sistema hifálico dímitico e parede espessa em *P. pectinata*). Wagner & Ryvarden (2002) referem uma distribuição ampla e pantropical para *P. pectinata*, fato este que não é corroborado pelas análises moleculares, uma vez que outros espécimes identificados como morfoespécies similares a *P. pectinata* representam clados distintos e distantemente relacionados, como observado por Yombiyeni & Decock (2017). Desse modo, além das diferenças morfológicas, cogitar-se-á também a distribuição geográfica como outro aspecto para separar o espécime brasileiro de *P. pectinata* e considerá-lo como uma espécie nova.

Figura 21 – Basidiomas de *Phylloporia*. A. *Phylloporia* sp5 (JRF145) B. *Phylloporia* sp7 (BDNA3027). C. *Phylloporia* sp1 (PPT271) D. *Phylloporia* sp8 (JB6) AB = Superfície abhimenial. H = Superfície himenial. Escala = 1 cm.

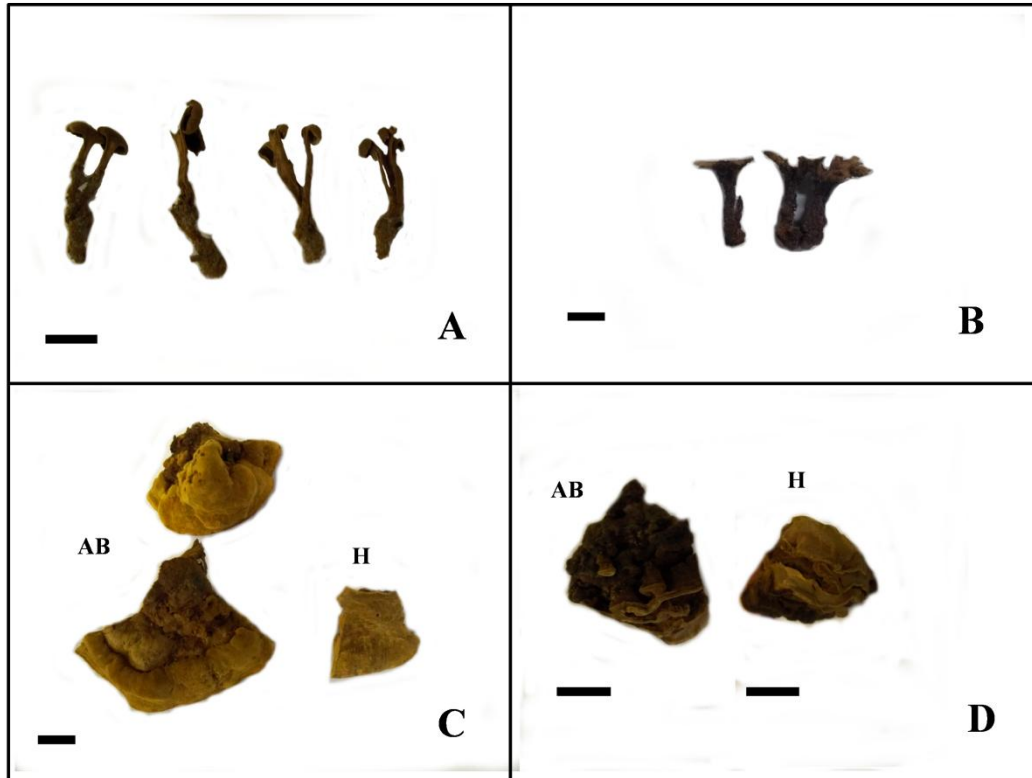
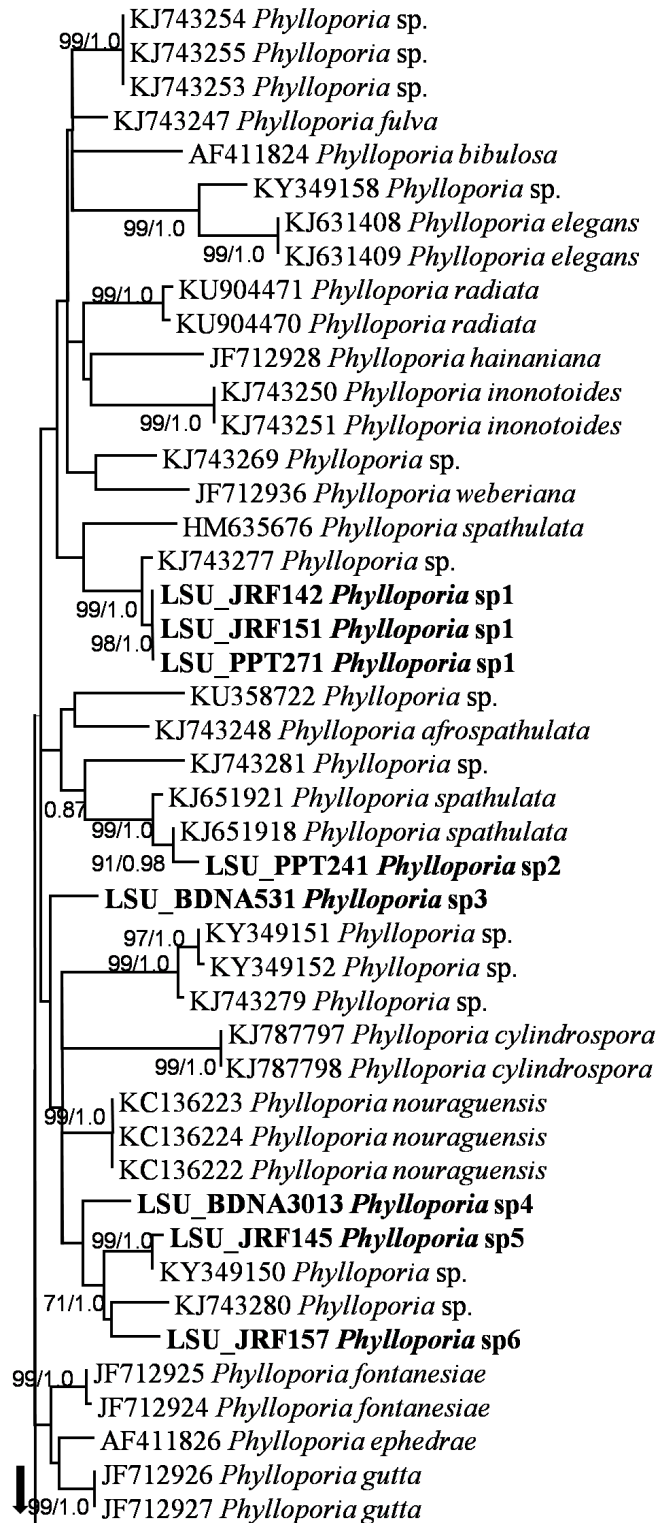
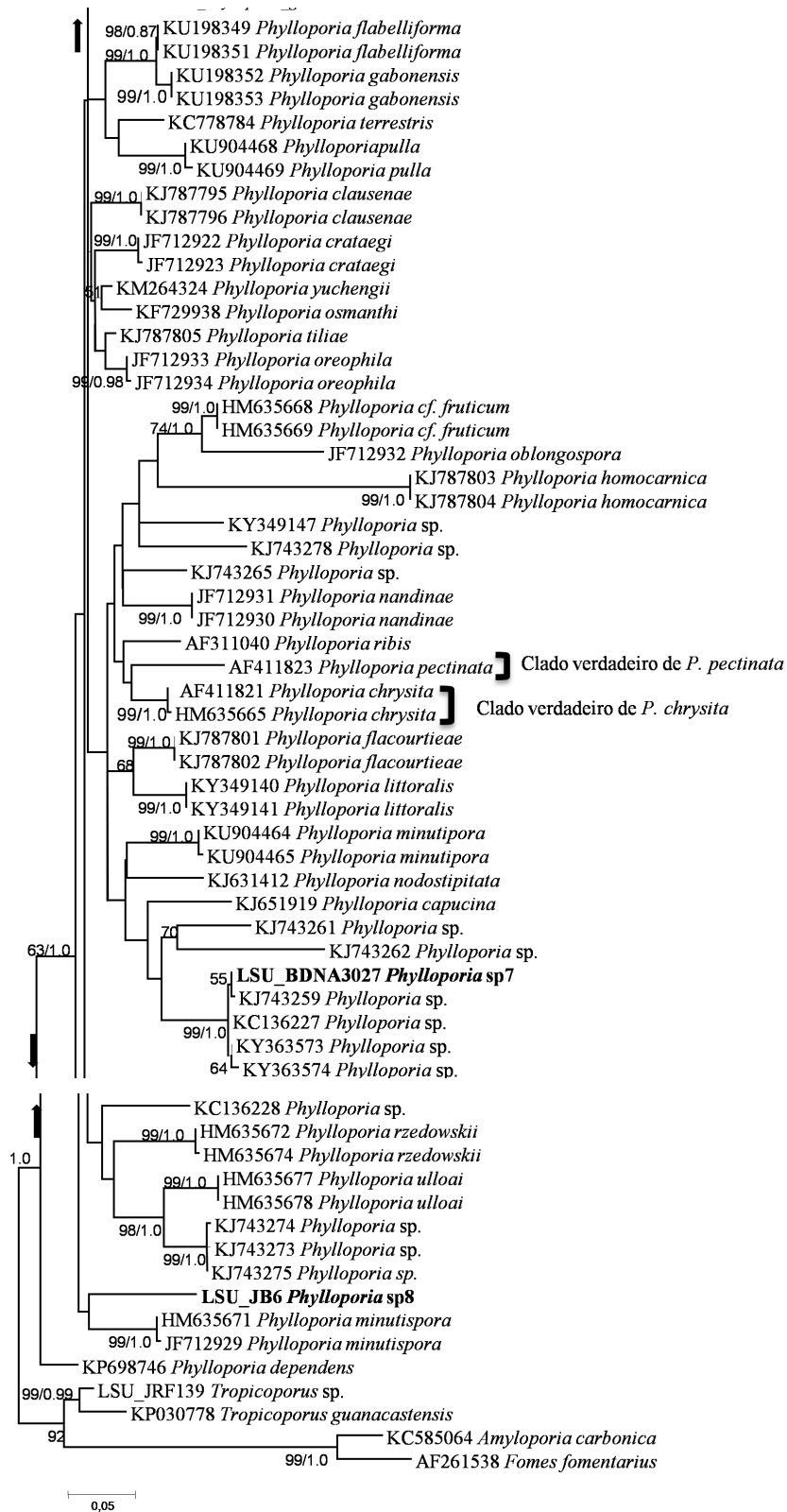


Figura 22 – Árvore filogenética de *Phylloporia* obtida por máxima verossimilhança de sequências da região LSU do rDNA. Os valores dos suportes são referentes a bootstrap e probabilidade posterior. As sequências obtidas nesse estudo estão em negrito. Somente os valores acima de 50% são mostrados. *Amyloporia carbonica*, *Fomes fomentarius*, *Tropicoporus* sp. e *Tropicoporus guanacastensis* representam o grupo externo.





Fonte: Oliveira-Filho, 2017

## 4 CONCLUSÕES

Após a realização de dez coletas em dez áreas do Nordeste e a inclusão de materiais provenientes de diversos biomas do Brasil é possível concluir que:

Hymenochaetaceae poroide é uma família bem representada, com grande riqueza de espécies, tanto em áreas do Nordeste quanto em outras regiões do Brasil.

As metodologias para extração, amplificação e purificação de DNA apresentaram bastante eficácia, contudo, não foi possível a obtenção de sequências de 100% dos espécimes analisados.

Foi possível a identificação de espécies novas e novas ocorrências aliando dados morfológicos com dados moleculares, bem como recuperar espécies consideradas sinônimos.

A construção de árvores filogenéticas foi de grande relevância na identificação dos táxons em Hymenochaetaceae, uma vez que a identificação por meio apenas de morfologia não permitiu uma delimitação muito precisa dos gêneros e o posicionamento de espécimes nestes gêneros.

## REFERÊNCIAS

- AJITH TA; JANARDHANAN KK. Cytotoxic and antitumor activities of a polypore macrofungus, *Phellinus rimosus* (Berk) Pilát. **J Ethnopharmacol**, 84:157–162, 2003.
- 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; YOMBIYENI, P; DECOCK, C. *Fomitiporia* in sub-Saharan Africa: morphology and multigene phylogenetic analysis support three new species from the Guineo-Congolian rainforest. **Mycologia**, 102 (6), pp. 1303-1317, 2010.
- ARIYAWANSA, HA et al. Fungal diversity notes 111–252—taxonomic and phylogenetic contributions to fungal taxa. **Fungal Diversity**, v. 75, n. 1, p. 27–274, 2015.
- BONDARTSEVA, MA; HERRERA FIGUEROA, S. Posición taxonómica y sistema del género *Phellinus* Quél. **Mikologiya i Fitopatologiya**, 14(1):3-9, 1980.
- BRAZEE, NJ; LINDER, DL. Unravelling the *Phellinus pini* s.l. complex in North America: a multilocus phylogeny and differentiation analysis of *Porodaedalea*. **Forest Path**, 43: 132–143, 2013.
- BRAZEE, NJ. Phylogenetic relationships among species of *Phellinus sensu stricto*, cause of white trunk rot of hardwoods, from northern North America. **Forests**, 6: 4191-4211, 2015. doi: 10.3390/f6114191.
- CAMPOS-SANTANA, M; AMALFI, M; ROBLEDO, G; SILVEIRA, RMB; DECOCK, C. *Fomitiporia neotropica*, a new species from South America evidenced by multilocus phylogenetic analyses. **Mycol. Progress**, 13: 601-615, 2014.
- CAMPOS-SANTANA, M; ROBLEDO, G; DECOCK, C; BORGES-DA-SILVEIRA, R.M. 2015. Diversity of the poroid Hymenochaetaceae (Basidiomycota) from the Atlantic Forest and Pampa in Southern Brazil. **Cryptogamie Mycologie**, 36 (1): 43-78, 2015.
- CAMPOS-SANTANA, M; AMALFI, M; CASTILLO, G; DECOCK, C. Multilocus, DNA-based phylogenetic analyses reveal three new species lineages in the *Phellinus gabonensis*–*P. caribaeo-quercicola* species complex, including *P. amazonicus* sp. nov. **Mycologia**, 108(5), 939–953, 2016. DOI: 10.3852/15-173.
- CANNON, P. F.; KIRK, P. M. **Fungal Families of the World**. CAB International. 2007. 456 p.
- CHANG TT; CHOU WN. Two new species of *Inonotus* from Taiwan. **Myc Res**, 102:788–790, 1998.
- CUI BK; YUAN HS; DAI YC. Two new species of *Phylloporia* (Basidiomycota, Hymenochaetaceae) from China. **Mycotaxon**, 113:171–178, 2016. doi:10.5248/113.171

CUI BK; DECOCK C. *Phellinus castanopsidis* sp. nov. (Hymenochaetaceae) from southern China, with preliminary phylogeny based on rDNA sequences. **Mycological Progress**, 12: 341-351, 2013.

DAI YC; CUI BK; YUAN HS; LI BD. Pathogenic wood-decaying fungi in China. **For Pathol**, 37:105–120, 2007.

DAI, Y-C. Hymenochaetaceae (Basidiomycota) in China. **Fungal diversity**, 45:131-343, 2010.

DECOCK C; HERRERA FIGUEROA S; ROBLEDO G; CASTILLO G. *Phellinus caribaeo-quercicolus* sp. nov., parasitic on *Quercus cubana*: taxonomy and preliminary phylogenetic relationships. **Mycologia**, 98: 265–274, 2006. doi: 10.3852/mycologia.98.2.265

DECOCK C; HERRERA FIGUEROA S; ROBLEDO G; CASTILLO G. *Fomitiporia punctata* (Basidiomycota, Hymenochaetales) and its presumed taxonomic synonyms in America: taxonomy and phylogeny of some species from tropical/subtropical areas. **Mycologia**, 99:733–752, 2007.

DONK, M.A. A conspectus of the families of Aphyllophorales. **Persoonia**, 3: 199-324, 1964.

DRECHSLER-SANTOS, ER; ROBLEDO, G; LIMA-JUNIOR NC; MALOSSO, E; RECK MA; GIBERTONI, T B; CAVALCANTI, MAQ; RAJCHENBERG, M. *Phellinotus*, a new neotropical genus in the Hymenochaetaceae (Basidiomycota, Hymenochaetales). **Phytotaxa** (Online), v. 261, p. 218-239, 2016.

FERREIRA-LOPES, V. et al. *Phylloporia spathulata* sensu stricto and two new South American stipitate species of *Phylloporia* (Hymenochaetaceae). **Phytotaxa**, 257 (2): 133-148, 2016.

FIASSON, JL; NIEMELÄ, T. The Hymenochaetales: a revision of the European poroid taxa. **Karstenia**, 24: 14–28, 1984.

FIDALGO, O; FIDALGO MEPK. Polyporaceae from Venezuela I. **Memoirs of the New York Botanical Garden** 17: 1-34, 1968.

FISCHER, M. On the species complexes within *Phellinus*: *Fomitiporia* revisited. **Mycol. Res**, 100 (12): 1459-1467, 1996.

GAFFOROV, Y. et al. *Phylloporia yuchengii* sp. nov. (Hymenochaetales, Basidiomycota) from Western Tien Shan Mountains of Uzbekistan based on phylogeny and morphology. **Cryptogamie Mycologie**, v. 35, n. 4, p. 313–322, 2014.

GHOBAD-NEJHAD, M; DAI, Y-C. The genus *Phellinus* in Iran. **Mycotaxon**, 101, pp. 201-222, 2007.

GIBERTONI TB; RYVARDEN L; CAVALCANTI MAQ. Studies in neotropical polypores 18 New species from Brazil. **Synopsis Fungorum**, 18, 44–56, 2004.

GIBERTONI, TB; GOMES-SILVA, AC; CHIKOWSKI, RS; LIRA, CRS; SOARES, AMS; MELO, GSN; ARAÚJO NETA, L; GUGLIOTTA, AM; MEDEIROS, PS; SILVA, VF; SILVEIRA, RMB; DRECHSLER-SANTOS, ER; MONTOYA, CAS. Hymenochaetales in Lista de Espécies da Flora do Brasil. **Jardim Botânico do Rio de Janeiro**, 2016. Disponível em: <http://floradobrasil.jbrj.gov.br/jabot/floradobrasil/FB92375>. Acesso em: 18 Jan. 2016.

GÓES-NETO, A; LOGUERCIO-LEITE, C; GUERRERO, RT. Molecular phylogeny of tropical Hymenochaetales. **Mycotaxon**, 84: 337-354, 2002.

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

GOMES-SILVA, AC; RYVARDEN, L; GIBERTONI, TB. New and interesting species of Hymenochaetaceae from the Brazilian Amazonia. **Mycological Progress**, 8: 273-279, 2009.

GOMES, E. *et al.* Ligninases production by basidiomycetes strains on lignocellulosic agricultural residues and their application in the decolorization of synthetic dyes. **Brazilian Journal of Microbiology**, 40:31-39, 2009.

GOTTLIEB AM; WRIGHT JE; MONCALVO JM. *Inonotus* s.l. in Argentina – morphology, cultural characters and molecular analyses. **Mycological Progress**, 1: 299-313, 2002.

GROPOSO, C; LOGUERCIO-LEITE, C; GÓES-NETO, A. *Fuscoporia* (Basidiomycota, Hymenochaetales) in Southern Brazil. **Mycotaxon**, 101: 55-63, 2007.

HIBBETT, DS; DONOGHUE, MJ; Progress toward a phylogenetic classification of the Polyporaceae through parsimony analysis of mitochondrial ribosomal DNA sequences. **Can. J. Bot**, 73. S853-s861, 1995.

HIBBETT, DS; GILBERT, L.-B; DONOGHUE, MJ. Evolutionary instability of ectomycorrhizal symbioses in basidiomycetes. **Nature**, 407: 506-508, 2000.

HIBBETT, DS; PINE, EM; LANGER, E; LANGER, G; DONOGHUE, MJ. Evolution of gilled mushrooms and puffballs inferred from ribosomal DNA sequences. **Proc. Natl. Acad. Sci. U.S.A**, 94: 12002-12006, 1997.

HIBBETT, D.S.; DONOGHUE, M.J. Analysis of character correlations among wood decay mechanisms, mating systems and substrate ranges in Homobasidiomycetes. **Syst. Biol**, 50: 215-242, 2001.

IBGE. **Manual Técnico da Vegetação Brasileira**. 1-271, 2012, 271 p.

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.

INDEX FUNGORUM. **Index Fungorum**. Disponível em: <http://www.indexfungorum.org>. acessado em 21 de dezembro de 2017.

JEONG, WJ; LIM Y.W; LEE JS; JUNG HS. Phylogeny of *Phellinus* and related genera inferred from combined data of ITS and mitochondrial SSU rDNA sequences. **J Microbiol Biotechnol**, 15:1028–1038, 2005.

JIN, JW; LIM, YW; LEE, JS; JUNG, HS. Phylogeny of *Phellinus* and related genera inferred from combined data of ITS and mitochondrial SSU rDNA sequences. **J. Microbiol. Biotechnol**, 15(5), 1028-1038, 2005.

JI, X-H. et al. Phylogeny and diversity of *Fomitiporella* (Hymenochaetales, Basidiomycota). **Mycologia**, v. 109, n. 2, p. 308–322, 2017a.

JI, X et al. Global diversity and phylogeny of *Onnia* ( Hymenochaetaceae ) species on gymnosperms. **Mycologia**, v. 109, n. 1, p. 27–34, 2017b.

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

KARSTEN PA. Symbolae ad Mycologiam fennicam [b. Polyporaceae Fr.] In **Meddel of soc pro Fauna et Flora Fennica** 5:37–40 “1880”, 1879.

KONNO, S et al. Potent Anticancer Effects of Bioactive Mushroom Extracts (*Phellinus linteus*) on a Variety of Human Cancer Cells. **J. Clin. Med. Res.** 7(2): 76-82, 2015.

KO, KS; HONG, SG; JUNG, HS. Phylogenetic analysis of *Trichaptum* based on nuclear 18S, 5.8S and ITS ribosomal DNA sequences. **Mycologia**, 89: 727-734, 1997.

LAMROOD, P; GÓES-NETO, A. Taxonomic studies on Indian *Phellinus* s.l. species: parsimony analysis using morphological characters **Mycotaxon**, v. 95, pp. 117-131, 2006.

LARSEN MJ; LOMBARD FF. Hawaiian forest fungi V. A new species of *Phellinus* (Hymenochaetaceae) causing decay of Casuarina and Acacia. **Mycologia**, 77:345–352, 1985.

LARSEN, MJ. Reexamination of the nomenclatural types of *Polyporus rimosus* Berk. and *P. badius* Berk. **Mycotaxon**, 37: 353-361, 1990.

LARSEN MJ; LOMBARD FF; CLARK JW, *Phellinus sulphurascens* and the closely related *P. weirii* in North America. **Mycologia**, 86: 121-130, 1994.

LARSEN, MJ; COBB-POULLE, LA. 1990. **The genus *Phellinus* (Hymenochaetaceae): a survey of the world taxa**. Fungiflora, Oslo, 1-206.

LARSSON KH; PARMASO E; FISCHER M; LANGER E; NAKASONE KK; REDHEAD SA. Hymenochaetales: a molecular phylogeny for the hymenochaetoid clade. **Mycologia**, 98(6): 926–936, 2006.

LIRA, CRS; NOGUEIRA-MELO, GS; RYVARDEN, L; GIBERTONI, TB. A checklist of Hymenochaetaceae from Northeast Brazil. **Mycotaxon**, 130, 2015.

LIU JK; HYDE KD; JONES EBG et al. Fungal diversity notes 1–110: taxonomic and phylogenetic contributions to fungal species. **Fungal Diversity**, 72: 1–197, 2015. <https://doi.org/10.1007/s13225-015-0324-y>

LODGE, DJ; AMMIRATI, JF; O'DELL, T; MUELLER, GM; HUHNDOERF, SM; WANG, C-J; STOKLAND, JN; SCHMIT, JP; RYVARDEN, L; LEACOCK, PR; MATA, M; UMANA, L; WU, Q; CZEDERPILTZ, DL. Terrestrial and Lignicolous Macrofungi. In: Mueller, G.M., Bills, G.F., Foster, M.S. **Biodiversity of Fungi: Inventory and monitoring methods**. Elsevier Academic Press. pp. 127-172, 2004.

Maia, LC. et al. Diversity of Brazilian Fungi. **Rodriguésia**, v. 66, n. November, 2015. DOI: 10.1590 / 2175-7860201566407.

Murrill, WA. **(Agaricales) Polyporaceae**. North America. Flora 9, 1-72, 1907.

Murrill, WA. The Polyporaceae of North America-IX. **Bulletin of the Torrey Botanical Club** 31: 593-610, 1904.

NIEMELA, T. WAGNER, T. FISCHER, M., DAI, Y-C. *Phellopilus* gen. nov. and its affinities within *Phellinus* s. lato and *Inonotus* s. lato (Basidiomycetes). – **Ann. Bot. Fennici** 38: 51-62, 2001.

NUÑEZ, M; RYVARDEN, L. **East Asian polypores 1**. Synopsis Fungorum 13: 1–168, 2000, 168 p.

OTA, Y; HATTORI, T; NAKAMURA, H; TERASHIMA, Y; LEE, SS; MIYUKI, Y; SOTOME, K. Taxonomy and phylogenetic position of *Fomitiporia torreyae*, a causal agent of trunk rot on Sanbu-sugi, a cultivar of Japanese cedar (*Cryptomeria japonica*) in Japan. **Mycologia**, 106(1):66-76, 2014.

PEEL, MC; FINLAYSON, BL; MCMAHON, TA. Updated world map of the Köppen-Geiger climate classification. **Hydrology and Earth System Sciences Discussions, European Geosciences Union**, 11 (5), pp.1633-1644, 2007.

PIRES, RM; MOTATO-VÁSQUEZ, V; GUGLIOTTA, AM. *Fuscoporia atlantica* sp. nov., a new polypore from the Brazilian Atlantic Rainforest. **Mycotaxon**, 130: 843-855, 2015.

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

QUELET, L. **Enchiridion fungorum in Europa media et praesertim in Gallia Vigentium**. Lutetiae, 1886. 352 p.

RAJCHENBERG, M. Type studies of Polyporaceae (Aphylllophorales) described by J. Rick. **Nord. J. Bot**, 7: 553–568, 1987.

RAJCHENBERG, M; PILDAIN, MB. The phylogenetic position of poroid Hymenochaetaceae (Hymenochaetales, Basidiomycota) from Patagonia, Argentina. **Mycologia**, Jul-Aug; 107 (4): 754-767, 2015.

RAJCHENBERG, M; ROBLEDO, G. Pathogenic polypores in Argentina. **For. Path.** 43: 171-184, 2013.

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

RYVARDEN L. A critical checklist of the Polyporaceae in tropical east Africa. **Norw J Bot** 19: 229–238, 1972.

RYVARDEN L. **The genus *Inonotus*, a synopsis**. Synopsis Fung 21:1–149, 2005. 149 p.

RYVARDEN L. **Neotropical Polypores Part 1. Introduction, Ganodermataceae & Hymenochaetaceae**. Synopsis Fungorum 19: 1-229, 2004. 229 p.

Ryvarden L; Gilbertson RL. **European polypores 2**. Synopsis Fung 7:388–743, 1994. 743 p.

RYVARDEN, L. **Genera of polypores. Nomenclature and taxonomy**. Synopsis Fungorum 5:1–363, 1991. 363 p.

RYVARDEN, L; GILBERTSON, RL. **European Polypores. Vol. 2**. Synopsis Fungorum 6, Fungiflora, Oslo, 355p, 1994. 355 p.

SPIRIN, V; VLÁSAK, J; NIEMELÄ, T. *Fuscoporia insolita* (Hymenochaetales, Basidiomycota), a new species from Russian Far East. **Annales Botanici Fennici**, 51: 403-406, 2014. <https://doi.org/10.5735/085.051.0607>.

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

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

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.

TIAN, XM; YU HY; ZHOU LW; DECOCK C; VLASÁK J; DAI YC. Phylogeny and taxonomy of the *Inonotus linteus* complex. **Fungal Diversity**, 58: 159-169, 2013.

VALENZUELA R; RAYMUNDO T; CIFUENTES J; CASTILLO G; AMALFI M; DECOCK C. Two undescribed species of *Phylloporia* from Mexico based on morphological and phylogenetic evidence. **Mycol. Prog**, 10:341–349, 2011. doi: 10.1007/s11557-010-0707-0.

VERMA, RK; VERMA, P. Diversity and Host susceptibility of *Phellinus badius* to central Indian Trees. **Indian Journal of Tropical Biodiversity**, 25(1): 51-58, 2017.

WAGNER, T; FISCHER, M. Natural groups and a revised system for the European poroid Hymenochaetales (Basidiomycota) supported by nLSU rDNA sequence data. **Mycol. Res.**, 105 (7): 773-782, 2001.

WAGNER, T; FISCHER M. Proceeding toward a natural classification of the worldwide taxa *Phellinus s.l.* and *Inonotus s.l.* and phylogenetic relationship of allied genera. **Mycologia**, 94: 998-1016, 2002a.

WAGNER, T; FISCHER M. Classification and phylogenetic relationships of *Hymenochaete* and allied genera of the Hymenochaetales, inferred from rDNA sequence data and nuclear behaviour of vegetative mycelium. **Mycological Progress**, 1(1): 93–104, 2002b.

WAGNER, T; RYVARDEN, L. Phylogeny and taxonomy of the genus *Phylloporia* (Hymenochaetales). **Mycological Progress**, 1(1): 105–116, 2002.

WAGNER, T. et al. *Phellopilus* gen. nov. and its affinities within *Phellinus s. lato* and *Inonotus s. lato* (Basidiomycetes). **Ann. Bot. Fennici**, v. 38, n. 1, p. 51–62, 2015.

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

WHITE, TJ; BRUNS, T; LEE, S; TAYLOR, JW. 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**. New York. Academic Press, pp. 315-322, 1990.

YOMBIYENI, P; DOUANLA-MELI, C; AMALFI, M; DECOCK, C. Poroid Hymenochaetaceae from Guineo–Congolian rainforest: *Phellinus gabonensis* sp. nov. from Gabon – taxonomy and phylogenetic relationships. **Mycol Progress**, 10:351–362, 2011.

YOMBIYENI, P; BALEZI, A; AMALFI, M. Hymenochaetaceae from the Guineo-Congolian rainforest: three new species of *Phylloporia* based on morphological, DNA sequences and ecological data. **Mycologia**, v. 107, p. 996–1011, 2015.

YOMBIYENI, P; DECOCK, C. Hymenochaetaceae ( Hymenochaetales ) from the Guineo-Congolian phytochorion : *Phylloporia littoralis* sp . nov . from coastal vegetation in Gabon , with an identification key to the local species. **Plant Ecology and Evolution**, v. 150, n. 2, p. 160–172, 2017.

ZHOU, L-W; DAI, Y-C. Phylogeny and taxonomy of *Phylloporia* (Hymenochaetales): new species and a worldwide key to the genus. **Mycologia**, 104 (1): 211-222, 2012.

ZHOU, L-W; QIN, W.M. Phylogeny and taxonomy of the recently proposed genus *Phellinopsis* (Hymenochaetales, Basidiomycota). **Mycologia**, 105 (3), pp. 689-696, 2013.

ZHOU L-W. *Phylloporia tiliae* sp. nov. from China. **Mycotaxon**, 124: 361–365, 2013. <https://doi.org/10.5248/127.103>

Zhou L-W. *Fulvifomes hainanensis* sp. nov. and *F. indicus* comb. nov. (Hymenochaetales, Basidiomycota) evidenced by a combination of morphology and phylogeny. **Mycoscience**, 55:70–77, 2014.

ZHOU, C. *et al.* Different Immunology mechanisms of *Phellinus igniarius* in inhibiting growth of liver cancer and melanoma cells. **Asian Pac J Cancer Prev**, 15(8): 3659-3665, 2014.

ZHOU L.W. Four new species of *Phylloporia* (Hymenochaetales, Basidiomycota) from tropical China with a key to *Phylloporia* species worldwide. **Mycologia**, 107: 1184–1192, 2015. <https://doi.org/10.3852/14-254>.

ZHOU LW; VLASÁK J; DECOCK C; ASSEFA A; STENLID J; ABATE D; WU SH; DAI YC. Global diversity and taxonomy of the *Inonotus linteus* complex (Hymenochaetales, Basidiomycota): *Sanghuangporus* gen. nov., *Tropicoporus excentrodendri* and *T. guanacastensis* gen. et spp. nov., and 17 new combinations. **Fungal Diversity**, 2016. <http://dx.doi.org/10.1007/s13225-015-0335-8>.

ZHOU LW. *Phellinopsis asetosa* sp. nov. (Hymenochaetales, Basidiomycota) and an emended circumscription of *Phellinopsis* with a key to accepted species. **Mycoscience**, 56:237–242, 2015a.

ZHOU LW. *Cylindrosporus flavidus* gen. et comb.nov. (Hymenochaetales, Basidiomycota) segregated from *Onnia*. **Phytotaxa**, 219: 276-282, 2015b.

ZHOU, L.-W; VLASÁK, J; DAI; Y-C. Taxonomy and phylogeny of *Phellinidium* (Hymenochaetales, Basidiomycota): A redefinition and the segregation of *Coniferiporia* gen. nov. for forest pathogens. **Fungal Biology**, 120: 988-1001, 2016.

ZHOU, L.-W; SONG, J. *Phellinopsis lonicericola* and *P. tibetica* spp. nov. (Hymenochaetales, Basidiomycota) from Tibet with a key to worldwide species, **Mycologia**, 109(2): 210-216, 2017.

WU, F; ZHOU, L-W; DAI, Y-C. *Neomensularia duplicata* gen. et sp. nov. (Hymenochaetales, Basidiomycota) and two new combinations. **Mycologia**, v. 108, n. 5, p. 891–898, 2016.

**APÊNDICE A – Lista de códigos de acesso das sequências utilizadas nas análises filogenéticas**

| Espécie                                                                      | Origem Geográfica | Voucher           | Nº de acesso no GenBank/NCBI |          |
|------------------------------------------------------------------------------|-------------------|-------------------|------------------------------|----------|
|                                                                              |                   |                   | LSU rDNA                     | ITS DNA  |
| <b><i>Cylindrosporus</i> L.W. Zhou</b>                                       |                   |                   |                              |          |
| <i>Cylindrosporus flavidus</i> (Berk.) L.W. Zhou & Y.C. Daí                  | -                 | Cui 10479         | KP875560                     | -        |
| <i>C. flavidus</i>                                                           | -                 | Dai 13213         | KP875561                     | -        |
| <b><i>Coniferiporia</i> L.W. Zhou &amp; Y.C. Daí</b>                         |                   |                   |                              |          |
| <i>Coniferiporia qilianensis</i> (L.W. Zhou & Y.C. Daí) L.W. Zhou & Y.C. Daí | China             | Yuan 6424         | KJ635808                     | -        |
| <i>C. sulphurascens</i> (Pilát) L.W. Zhou & Y.C. Daí                         | China             | Cui 10429         | KR350555                     | -        |
| <i>C. sulphurascens</i>                                                      | Rússia            | LE 210117         | KR350556                     | -        |
| <i>C. weirii</i> (Murrill) L.W. Zhou & Y.C. Daí                              | USA               | JV 0407/8J        | KR350557                     | -        |
| <b><i>Fomitiporella</i> Murrill</b>                                          |                   |                   |                              |          |
| <i>Fomitiporella americana</i> Y.C. Dai, X.H. Ji & Vlasák                    | USA               | JV0904/149J       | KX181329                     | KX181293 |
| <i>F. caryophylli</i> (Racib.) T. Wagner & M. Fisch.                         | Índia             | CBS 448.76        | AY059021                     | AY558611 |
| <i>F. cavicola</i> (Kotl. & Pouzar) T. Wagner & M. Fisch.                    | Reino Unido       | N 153             | AY059052                     | -        |
| <i>F. caviphila</i> L.W. Zhou                                                | China             | LWZ<br>20130812-1 | KF729937                     | -        |
| <i>F. chinensis</i> (Pilát) Y.C. Dai, X.H. Ji & Vlasák                       | China             | Cui 11097         | KX181342                     | KX181310 |
| <i>F. chinensis</i>                                                          | China             | LWZ<br>20130713-7 | KJ787808                     | KJ787817 |
| <i>F. inermis</i> (Ellis & Everh.) Murrill                                   | USA               | JV0509/57K        | KX181346                     | KX181305 |
| <i>F. inermis</i>                                                            | USA               | JV1009/56         | KX181347                     | KX181306 |
| <i>F. micropora</i> Y.C. Dai, X.H. Ji & Vlasák                               | USA               | JV1312/E2J        | KX181333                     | KX181294 |

Tabela 1 – Continuação

| Espécie                                                                         | Origem Geográfica | Voucher          | Nº de acesso no GenBank/NCBI |          |
|---------------------------------------------------------------------------------|-------------------|------------------|------------------------------|----------|
|                                                                                 |                   |                  |                              |          |
| <i>F. micropora</i>                                                             | USA               | JV1407/46        | KX181332                     | KX181295 |
| <i>F. micropora</i>                                                             | USA               | JV0409/6J        | KX181331                     | KX181296 |
| <i>F. micropora</i>                                                             | USA               | JV1207/6.1J      | KX181330                     | KX181297 |
| <i>F. resupinata</i> (Douanla-Meli & Ryvarden) Y.C. Dai, X.H. Ji & Vlasák       | Cameroon          | Douanla-Meli 476 | JF712935                     | KJ787822 |
| <i>F. sinica</i> Y.C. Dai, X.H. Ji & Vlasák                                     | China             | LWZ 20130809-5   | KJ787810                     | KJ787819 |
| <i>F. sínica</i>                                                                | China             | LWZ 20130809-8   | KJ787811                     | KJ787820 |
| <i>F. subinermis</i> Y.C. Dai, X.H. Ji & Vlasák                                 | China             | Dai 15114        | KX181344                     | KX181308 |
| <i>F. subinermis</i>                                                            | China             | Dai 15131        | KX181345                     | KX181307 |
| <i>F. tenuissima</i> (H.Y. Yu, C.L. Zhao & Y.C. Dai) Y.C. Dai, X.H. Ji & Vlasák | China             | Dai 12365        | KC999901                     | KC456244 |
| <i>F. tenuissima</i>                                                            | China             | Dai 12245        | KC999902                     | KC456242 |
| <i>F. umbrinella</i> (Bres.) Murrill                                            | USA               | 0509/114         | KX181336                     | KX181314 |
| <b><i>Fomitiporia</i> Murrill</b>                                               |                   |                  |                              |          |
| <i>Fomitiporia aethiopica</i> Decock, Bitew & G. Castillo                       | Etiópia           | MUCL 44777       | AY618204                     | GU478341 |
| <i>F. aethiopica</i>                                                            | Etiópia           | MUCL 44806       | AY618202                     | GU461944 |
| <i>F. apiahyna</i> (Spegazzini) Robledo, Decock & Rajchenberg                   | Equador           | MUCL 51451       | GU461997                     | GU461963 |
| <i>F. apiahyna</i>                                                              | Equador           | MUCL 51485       | GU461996                     | GU461962 |
| <i>F. apiahyna</i>                                                              | Equador           | MUCL 51474       | GU461995                     | GU461961 |
| <i>F. apiahyna</i>                                                              | Brazil            | UOC-MINNP-MK71   | -                            | KU663301 |
| <i>F. apiahyna</i>                                                              | Guiana Francesa   | FLOR 58563       | -                            | JX093782 |
| <i>F. australiensis</i> M. Fisch., J. Edwards, Cunningt. & Pascoe               | Austrália         | MUCL 49406       | GU462001                     | AY624997 |
| <i>F. bannaensis</i> Y.C. Dai                                                   | Tailândia         | MUCL 45926       | EF429217                     | GU461942 |

Tabela 1 – Continuação

| Espécie                                                 | Origem Geográfica | Voucher                         | Número de acesso no GenBank/NCBI |          |
|---------------------------------------------------------|-------------------|---------------------------------|----------------------------------|----------|
|                                                         |                   |                                 |                                  |          |
| <i>F. bannaensis</i>                                    | China             | MUCL 46950                      | EF429218                         | GU461943 |
| <i>F. dryophila</i> Murrill                             | USA               | CFMR-TJV-93-234 5<br>MUCL 46380 | EF429219                         | EF429238 |
| <i>F. dryophila</i>                                     | USA               | CFMR-TJV-93-259 5<br>MUCL 46381 | EF429220                         | EF429239 |
| <i>F. dryophila</i>                                     | USA               | CFMR-TJV-92-232 5<br>MUCL 46379 | EF429221                         | EF429240 |
| <i>F. erecta</i> (A. David, Dequatre & Fiasson) Fiasson | França            | MUCL 49871                      | GU461976                         | GU461939 |
| <i>F. gabonensis</i> Amalfi & Decock                    | Gabão             | MUCL 47576                      | GU461990                         | GU461971 |
| <i>F. gabonensis</i>                                    | Gabão             | MUCL 51291                      | GU461986                         | GU461967 |
| <i>F. hippophaeicola</i> (H. Jahn) Fiasson & Niemelä    | Bélgica           | MUCL 31746                      | AY618207                         | GU461945 |
| <i>F. hippophaeicola</i>                                | Bélgica           | MUCL 31747                      | GU461977                         | GU461946 |
| <i>F. ivindoensis</i> Decock, Amalfi & Yombiyeni        | Gabão             | MUCL 51311                      | GU461979                         | GU461952 |
| <i>F. ivindoensis</i>                                   | Gabão             | MUCL 51312                      | GU461978                         | GU461951 |
| <i>F. langloisii</i> Murrill                            | USA               | CFMR-FP-94347-R 5<br>MUCL 46375 | EF429225                         | EF429242 |
| <i>F. langloisii</i>                                    | USA               | MUCL 46165 (5/01-77)            | EF429223                         | AY340026 |
| <i>F. maxonii</i> Murrill                               | Cuba              | CRGF182 5 MUCL<br>46017         | EF429230                         | EF433559 |
| <i>F. maxonii</i>                                       | Cuba              | CRGF183 5 MUCL<br>46037         | EF429231                         | EF433560 |
| <i>F. mediterranea</i> M. Fisch.                        | Itália            | MUCL 38514                      | AY618201                         | GU461953 |
| <i>F. mediterranea</i>                                  | França            | MUCL 45670                      | GU461980                         | GU461954 |
| <i>F. nobilissima</i> Decock & Yombiyeni                | Gabão             | MUCL 51290                      | GU461983                         | GU461964 |
| <i>F. nobilissima</i>                                   | Gabão             | MUCL 51289                      | GU461984                         | GU461965 |
| <i>F. polymorpha</i> M. Fisch.                          | USA               | MUCL 46166 (591-42/3)           | DQ122393                         | GU461955 |

Tabela 1 – Continuação

| <b>Espécie</b>                                                       | <b>Origem Geográfica</b> | <b>Voucher</b>  | <b>Número de acesso no GenBank/NCBI</b> |          |
|----------------------------------------------------------------------|--------------------------|-----------------|-----------------------------------------|----------|
| <i>F. polymorpha</i>                                                 | USA                      | MUCL 46167      | EF429233                                | GU461956 |
| <i>F. pseudopunctata</i> (A. David, Dequatre & Fiasson) Fiasson      | República Tcheca         | MUCL 51325      | GU461981                                | GU461948 |
| <i>F. punctata</i> (P. Karst.) Murrill                               | Alemanha                 | MUCL 34101      | AY618200                                | GU461947 |
| <i>F. punctata</i>                                                   | Japão                    | MUCL 47629      | GU461982                                | GU461950 |
| <i>F. punicata</i> Y.C. Dai, B.K. Cui & Decock                       | China                    | Cui 23          | GU461991                                | GU461974 |
| <i>F. punicata</i>                                                   | China                    | Cui 26          | GU461992                                | GU461975 |
| <i>F. robusta</i> (P. Karst.) Fiasson & Niemelä                      | República Tcheca         | MUCL 51327      | GU461993                                | GU461949 |
| <i>F. tabaquilio</i> (Urcelay, Robledo & Rajchenb.) Decock & Robledo | Argentina                | MUCL 46230      | DQ122394                                | GU461940 |
| <i>F. tabaquilio</i>                                                 | Argentina                | MUCL 47754      | GU461994                                | GU461941 |
| <i>F. tenuis</i> Decock, Bitew & Castillo                            | Etiópia                  | MUCL 44802      | AY618206                                | GU461957 |
| <i>F. tenuis</i>                                                     | Uganda                   | MUCL 49971      | GU461999                                | GU461959 |
| <b><i>Fulvifomes</i> Murrill</b>                                     |                          |                 |                                         |          |
| <i>Fulvifomes fastuosus</i> (Lév.) Bondartseva & S. Herrera          | -                        | LWZ 20140731-13 | KR905668                                | KR905674 |
| <i>F. fastuosus</i>                                                  | -                        | LWZ 20140801-1  | KR905669                                | KR905675 |
| <i>F. fastuosus</i>                                                  | Sri Lanka                | UOC DAMIA D27b  | -                                       | KJ206286 |
| <i>F. fastuosus</i>                                                  | Tailândia                | LWZ 20140728-29 | -                                       | KR905673 |
| <i>F. fastuosus</i>                                                  | Sri Lanka                | UOC KAUNP K20   | -                                       | KR867659 |
| <i>F. imbricatus</i> L.W. Zhou                                       | -                        | LWZ 20140728-16 | KR905670                                | KR905677 |
| <i>F. imbricatus</i>                                                 | -                        | LWZ 20140729-26 | KR905671                                | KR905679 |
| <i>F. thailandicus</i> L.W. Zhou                                     | -                        | LWZ 20140731-1  | KR905665                                | KR905672 |
| <i>F. xylocarpicola</i> T. Hattori, Sakayaroj & E.G.B. Jones         | Tailândia                | SP-2012c        | JX104723                                | JX104676 |
| <i>F. robiniae</i> (Murrill) Murrill                                 | -                        | -               | AF411825                                |          |
| <i>F. robiniae</i>                                                   |                          |                 | -                                       | AY558646 |
| <i>F. hainanensis</i> L.W. Zhou                                      | China                    | Dai 11 573      | JX866779                                | KC879263 |

Tabela 1 – Continuação

| Espécie                                                                   | Origem Geográfica | Voucher        | Número de acesso no GenBank/NCBI |          |
|---------------------------------------------------------------------------|-------------------|----------------|----------------------------------|----------|
|                                                                           |                   |                |                                  |          |
| <i>F. kawakamii</i> (M.J. Larsen, Lombard & Hodges) T. Wagner & M. Fisch. | -                 | CBS 428.86     | AY059028                         | -        |
| <i>F. nilgheriensis</i> (Mont.) Bondartseva & S. Herrera                  | -                 | -              | AY059023                         | -        |
| <i>F. nilgheriensis</i>                                                   |                   |                | -                                | AY558633 |
| <i>F. siamensis</i> T. Hattori, Sakayaroj & E.G.B. Jones                  | -                 | SP-2012b       | JX104756                         | JX104709 |
| <i>F. indicus</i> (Masse) L.W. Zhou                                       | -                 | O 25034        | KC879259                         | KC879262 |
| <i>F. indicus</i>                                                         | -                 | Yuan 5932      | JX866777                         | KC879261 |
| <i>F. halophilus</i> T. Hattori, Sakayaroj & E.G.B. Jones                 | -                 | SP-2012a       | JX104752                         | JX104705 |
| <i>F. merrillii</i> (Murrill) Baltazar & Gibertoni                        |                   |                | -                                | EU035313 |
| <i>F. merrillii</i>                                                       |                   |                | -                                | EU035310 |
| <i>F. merrillii</i>                                                       | -                 | -              | -                                | JX484013 |
| <i>Fulvifomes</i> sp.                                                     | Tailândia         | S2T26M1        | JX104754                         | -        |
| <i>Fulvifomes</i> sp.                                                     | Tailândia         | S2T26M1        | -                                | JX104707 |
| <i>Fulvifomes</i> sp.                                                     | Tailândia         | KBXG3          | -                                | JX104706 |
| <b><i>Fuscoporia</i> Murrill</b>                                          |                   |                |                                  |          |
| <i>Fuscoporia rhabarbarina</i> (Berk.) Groposo, Log.-Leite & Góes-Neto    | -                 | Cui6464        | JQ797671                         | -        |
| <i>F. atlantica</i>                                                       | Brasil            | SP445618       | KP058517                         | KP058515 |
| <i>F. atlantica</i>                                                       | Brasil            | SP465829       | KP058516                         | KP058514 |
| <i>F. gilva</i> (Schwein.) T. Wagner & M. Fisch.                          | Sri Lanka         | UOC-MINNP-MK71 | -                                | KP771705 |
| <i>F. gilva</i>                                                           | -                 | ASIS24343      | -                                | KF692068 |
| <i>F. gilva</i>                                                           | Porto Rico        | SACCR 110769   | -                                | JX427049 |
| <i>F. gilva</i>                                                           | -                 | KCTC 6653      | -                                | AY558620 |
| <i>F. gilva</i>                                                           | -                 | FPL-5528       | AF518636                         | -        |
| <i>F. gilva</i>                                                           | USA               | HHB11977       | KX065992                         | -        |

Tabela 1 – Continuação

| Espécie                                                            | Origem Geográfica | Voucher     | Número de acesso no GenBank/NCBI |          |
|--------------------------------------------------------------------|-------------------|-------------|----------------------------------|----------|
|                                                                    |                   |             |                                  |          |
| <i>F. rhabarbarina</i> (Berk.) Groposo, Log.-Leite & Góes-Neto     | -                 | -           | JX484008                         | -        |
| <i>F. formosana</i> (T.T. Chang & W.N. Chou) T. Wagner & M. Fisch. | -                 | TFRI 799    | AY059034                         | -        |
| <i>F. callimorpha</i> (Lév.) Groposo, Log.-Leite & Góes-Neto       | -                 | -           | -                                | JF692190 |
| <i>F. callimorpha</i>                                              | -                 | -           | -                                | JF692191 |
| <i>F. callimorpha</i>                                              | -                 | -           | -                                | JF692192 |
| <i>F. callimorpha</i>                                              | -                 | -           | -                                | JF692193 |
| <i>F. ferrea</i> (Pers.) G. Cunn.                                  | -                 | -           | -                                | AY558617 |
| <i>F. ferrea</i>                                                   | -                 | -           | -                                | DQ516525 |
| <i>F. ferrea</i>                                                   | -                 | MUCL45984   | DQ122398                         | -        |
| <i>F. ferruginosa</i> (Schrad.) Murrill                            | Alemanha          | MF82-930    | AF311032                         | -        |
| <i>F. ferruginosa</i>                                              | -                 | MUCL45983   | DQ122397                         | -        |
| <i>F. ferruginosa</i>                                              | -                 | -           | -                                | AY558616 |
| <i>F. ferruginosa</i>                                              | -                 | -           | -                                | AY189700 |
| <i>F. ferruginosa</i>                                              | USA               | DLL2009-157 | JQ673213                         | -        |
| <i>F. ferruginosa</i>                                              | USA               | DLL2009-148 | JQ673211                         | -        |
| <i>F. ferruginosa</i>                                              | USA               | DLL2009-173 | JQ673214                         | -        |
| <i>F. formosana</i> (como <i>Inonotus formosanus</i> )             | Taiwan            | -           | AY059034                         | -        |
| <i>F. gilva</i>                                                    | Nepal             | -           | -                                | AB811862 |
| <i>F. gilva</i> (como <i>P. gilvus</i> )                           | -                 | ATCC26729   | -                                | AF250932 |
| <i>F. gilva</i>                                                    | USA               | SP18        | -                                | AM269796 |
| <i>F. gilva</i>                                                    | USA               | SP20        | -                                | AM269795 |
| <i>F. gilva</i>                                                    | Coreia do Sul     | KCTC6653    | -                                | AY558620 |
| <i>F. gilva</i>                                                    | China             | -           | -                                | FJ481039 |
| <i>F. gilva</i>                                                    | Tailândia         | MSU395      | -                                | JF461324 |

Tabela 1 – Continuação

| Espécie                                      | Origem Geográfica | Voucher          | Número de acesso no GenBank/NCBI |          |
|----------------------------------------------|-------------------|------------------|----------------------------------|----------|
|                                              |                   |                  |                                  |          |
| <i>F. gilva</i>                              | Tailândia         | MSU739           | -                                | JF461325 |
| <i>F. gilva</i>                              | Tailândia         | MSU650           | -                                | JF461326 |
| <i>F. gilva</i>                              | Tailândia         | MSU653           | -                                | JF461327 |
| <i>F. gilva</i>                              | Tailândia         | MSU30            | -                                | JF461328 |
| <i>F. gilva</i>                              | Tailândia         | MSU549           | -                                | JF461329 |
| <i>F. gilva</i>                              | China             | -                | -                                | JN182910 |
| <i>F. gilva</i>                              | China             | HE21025          | -                                | KC505569 |
| <i>F. gilva</i>                              | USA               | CFMR DLL2011-109 | -                                | KJ140621 |
| <i>F. gilva</i>                              | USA               | CFMR DLL2011-147 | -                                | KJ140647 |
| <i>F. gilva (Phellinus gilvus)</i>           | USA               | MF 91-42e        | AY059025                         | -        |
| <i>F. gilva</i>                              | China             | FPL8233          | AF518636                         | -        |
| <i>F. gilva</i>                              | China             | -                | HQ328525                         | -        |
| <i>F. gilva</i>                              | Taiwan            | -                | JX484006                         | -        |
| <i>F. montana</i> Y.C. Dai & Niemelä         | China             | Zhang 34         | AY059053                         | -        |
| <i>F. montana</i>                            | Taiwan            | -                | JX484007                         | JX484015 |
| <i>F. rhabarbarina</i>                       | China             | -                | HQ328526                         | -        |
| <i>F. rhabarbarina</i>                       | China             | Cui6464          | JQ797671                         | JQ780413 |
| <i>F. rhabarbarina</i>                       | Taiwan            | -                | JX484008                         | -        |
| <i>F. senex</i> (Nees & Mont.) Ghobad-Nejhad | -                 | -                | -                                | AY558647 |
| <i>F. senex</i>                              | -                 | -                | -                                | KC414230 |
| <i>F. senex</i>                              | Australia         | MEL2382630       | KP012992                         | KP012992 |
| <i>F. senex</i>                              | Mexico            | MUCL 46182       | HM635680                         | -        |
| <i>F. senex</i>                              | Coreia do Sul     | KUC2011092- 2013 | JX463652                         | JX463658 |
| <i>Fuscoporia</i> sp.                        | Etiópia           | MUCL44810        | AY618208                         |          |

Tabela 1 – Continuação

| Espécie                                               | Origem Geográfica | Voucher     | Número de acesso no GenBank/NCBI |          |
|-------------------------------------------------------|-------------------|-------------|----------------------------------|----------|
|                                                       |                   |             |                                  |          |
| <i>Fuscoporia</i> sp.                                 | Austrália         | MEL2382669  | -                                | KP013032 |
| <i>F. torulosa</i> (Pers.) T. Wagner & M. Fisch.      | Japão             | -           | -                                | AB811863 |
| <i>F. torulosa</i>                                    | Japão             | -           | -                                | AB811864 |
| <i>F. torulosa</i>                                    | USA               | -           | -                                | AY558649 |
| <i>F. torulosa</i>                                    | República Tcheca  | -           | -                                | AM269803 |
| <i>F. torulosa</i>                                    | República Tcheca  | -           | -                                | EF068234 |
| <i>F. torulosa</i>                                    | Tailândia         | MSU618      | -                                | JF461320 |
| <i>F. torulosa</i>                                    | Tailândia         | MSU451      | -                                | JF461321 |
| <i>F. torulosa</i>                                    | Tailândia         | MSU380      | -                                | JF461322 |
| <i>F. torulosa</i>                                    | Tailândia         | MSU558      | -                                | JF461323 |
| <i>F. insolita</i> Spirin, Vlasák & Niemelä           | Rússia            | SP5251      | -                                | KJ677113 |
| <i>F. insolita</i>                                    | Rússia            | SP5251      | -                                | KJ677114 |
| <i>F. insolita</i>                                    | Rússia            | SP5208      | -                                | KJ677115 |
| <i>F. torulosa</i> (como <i>Phellinus torulosus</i> ) | França            | Pt 4        | AF311041                         | -        |
| <i>F. torulosa</i>                                    | Taiwan            | -           | JX484009                         | -        |
| <i>F. wahlbergii</i> (Fr.) T. Wagner & M. Fisch.      | Ilhas Canárias    | MF89-992    | AF311045                         | -        |
| <i>F. viticola</i> (Schwein.) Murrill                 | -                 | GEL4100     | AJ406470                         | -        |
| <i>F. viticola</i>                                    | -                 | AFTOL-ID977 | AY885166                         | -        |
| <i>F. ferrea</i>                                      | -                 | MUCL45984   | DQ122398                         | -        |
| <i>F. ferruginosa</i>                                 | Alemanha          | MF82-930    | AF311032                         | -        |
| <i>F. ferruginosa</i>                                 | -                 | MUCL45983   | DQ122397                         | -        |
| <b><i>Hymenochaete</i> Lév</b>                        |                   |             |                                  |          |

Tabela 1 – Continuação

| Espécie                                                  | Origem Geográfica | Voucher     | Número de acesso no GenBank/NCBI |          |
|----------------------------------------------------------|-------------------|-------------|----------------------------------|----------|
| <i>Hymenochaete rubiginosa</i> (Dicks.) Lév.             | Azerbaijão        | TFC1981-044 | HE651009                         | -        |
| <b><i>Inonotus</i> P. Karst</b>                          |                   |             |                                  |          |
| <i>Inonotus andersonii</i> (Ellis & Everh.) Cerný, Česká | -                 | -           | AY059041                         |          |
| <i>I. andersonii</i>                                     |                   |             |                                  | AM269781 |
| <i>I. baumii</i> (Pilát) T. Wagner & M. Fisch.           | Russia            | -           | AY059058                         |          |
| <i>I. baumii</i>                                         | China             | -           | HQ328528                         |          |
| <i>I. baumii</i>                                         |                   |             |                                  | AF534069 |
| <i>I. baumii</i>                                         |                   |             |                                  | AY558608 |
| <i>I. cuticularis</i> (Bull.) P. Karst.                  | -                 | -           | AF311010                         |          |
| <i>I. cuticularis</i>                                    |                   |             |                                  | AF237730 |
| <i>I. glomeratus</i> (Peck) Murrill                      | -                 | -           | AY059032                         |          |
| <i>I. glomeratus</i>                                     | -                 | -           |                                  | AF247968 |
| <i>I. hispidus</i> (Bull.) P. Karst.                     | -                 | -           | AF311014                         |          |
| <i>I. hispidus</i>                                       | -                 | -           | -                                | AY558602 |
| <i>I. linteus</i> (Berk. & M.A. Curtis) Teixeira         | -                 | -           | AY839831                         |          |
| <i>I. linteus</i>                                        | Russia            | -           | AY059018                         |          |
| <i>I. linteus</i>                                        | -                 | JV0904/64   | -                                | JQ860322 |
| <i>I. linteus</i>                                        | -                 | JV1008/71   | -                                | JQ860321 |
| <i>I. linteus</i>                                        | -                 | -           | -                                | AY558627 |
| <i>I. linteus</i>                                        | -                 | -           | -                                | AY558629 |
| <i>I. linteus</i>                                        | Cuba              | -           | GU462002                         |          |
| <i>I. linteus</i>                                        | -                 | -           | -                                | GU461973 |
| <i>I. lonicericola</i> (Parmasto) Y.C. Daí               | China             | -           | HQ328529                         |          |

Tabela 1 – Continuação

| Espécie                                                            | Origem Geográfica | Voucher           | Número de acesso no GenBank/NCBI |          |
|--------------------------------------------------------------------|-------------------|-------------------|----------------------------------|----------|
|                                                                    |                   |                   |                                  |          |
| <i>I. magnisetus</i> Y.C. Dai                                      | -                 | -                 | HQ328530                         |          |
| <i>I. micantissimus</i>                                            | México            | MUCL 52413        | HM635664                         | -        |
| <i>I. micantissimus</i>                                            | USA               | JV100880          | -                                | JF692194 |
| <i>I. griseus</i>                                                  | China             | Dai 13436         | KX364823                         | -        |
| <i>I. obliquus</i> (Ach. ex Pers.) Pilát                           | -                 | -                 | AY279001                         |          |
| <i>I. obliquus</i>                                                 | -                 | -                 | AF311017                         |          |
| <i>I. obliquus</i>                                                 | -                 | -                 | -                                | AY558593 |
| <i>I. pegleri</i> Ryvarden                                         | -                 | -                 | AY059049                         |          |
| <i>I. plorans</i> (Pat.) Bondartsev & Singer                       | -                 | -                 | AY059046                         |          |
| <i>I. pruinosus</i> Bondartsev                                     | -                 | -                 | AY059045                         |          |
| <i>I. quercustris</i> M. Blackw. & Gilb                            | -                 | -                 | AY059050                         |          |
| <i>I. quercustris</i>                                              | -                 | -                 | -                                | AY072026 |
| <i>Inonotus</i> sp.                                                | China             | Dai 12255         | KC999903                         | -        |
| <i>Inonotus</i> sp.                                                | China             | Dai 12245         | KC999902                         | -        |
| <i>I. tenuicontextus</i> L.W. Zhou & W.M. Qin                      | China             | Yuan 5526         | JN169790                         | JN169786 |
| <i>I. linteus</i>                                                  | USA               | JV 0904-64        | JX467701                         | -        |
| <i>I. tropicalis</i> (M.J. Larsen & Lombard) T. Wagner & M. Fisch. | -                 | UTHSC-01-1419     | AY598826                         | -        |
| <i>I. tropicalis</i>                                               | -                 | UTHSC-01-1652     | AY598827                         | -        |
| <i>I. tropicalis</i>                                               | Costa Rica        | -                 | AY059037                         |          |
| <i>I. tropicalis</i>                                               | -                 | -                 | -                                | AY599487 |
| <i>I. tropicalis</i>                                               | -                 | UTHSCSA DI 14-304 | -                                | KM350239 |
| <i>I. tropicalis</i>                                               | -                 | -                 | -                                | AY599487 |
| <i>I. tropicalis</i>                                               | USA               | IDR1300012986     | -                                | KF695121 |
| <i>I. tricolor</i> (Bres.) Y.C. Dai                                | -                 | -                 | -                                | JN169787 |
| <i>I. ulmicola</i> Corfixen                                        | -                 | -                 | AY059042                         | -        |

Tabela 1 – Continuação

| <b>Espécie</b>                                                | <b>Origem Geográfica</b> | <b>Voucher</b> | <b>Número de acesso no GenBank/NCBI</b> |          |
|---------------------------------------------------------------|--------------------------|----------------|-----------------------------------------|----------|
| <i>Inonotus vaninii</i> (Ljub.) T.<br>Wagner & M. Fisch.      | China                    | -              | HQ328531                                | -        |
| <i>Inonotus vaninii</i>                                       | China                    | -              | AY059056                                | -        |
| <i>Inonotus vaninii</i>                                       | -                        | -              | -                                       | JN169788 |
| <i>Inonotus weirianus</i> (Bres.) T.<br>Wagner & M. Fisch.    |                          |                |                                         | AF110989 |
| <i>Inonotus weirianus</i>                                     |                          |                |                                         | AY558654 |
| <i>Inonotus weirianus</i>                                     | USA                      | -              | AY059035                                | -        |
| <b>Mensularia Lázaro Ibiza</b>                                |                          |                |                                         |          |
| <i>Mensularia nodulosa</i> (Fr.) T.<br>Wagner & M. Fisch.     | -                        | -              | AF311016                                | -        |
| <i>Mensularia rhododendri</i> F. Wu,<br>Y.C Dai & L.W. Zhou   | -                        | -              | KP420016                                | -        |
| <i>Mensularia hastifera</i> (Pouzar) T.<br>Wagner & M. Fisch. | -                        | -              | AF311013                                | -        |
| <i>Mensularia lithocarp</i> L.W. Zhou                         | -                        | -              | KF684968                                | -        |
| <i>Mensularia radiata</i> (Sowerby)<br>Lázaro Ibiza           | -                        | -              | AF311018                                | -        |
| <b>Phellinidium (Kotlába) Fiasson &amp; Niemelä</b>           |                          |                |                                         |          |
| <i>Phellinidium asiaticum</i> Spirin, Li-Wei Zhou & Y.C. Dai  | Rússia                   | Spirin 5097    | KC859424                                | -        |
| <i>Phellinidium asiaticum</i>                                 | China                    | Wei 5610       | KC859422                                | -        |
| <i>P. ferrugineofuscum</i> (P. Karst.)<br>Fiasson & Niemelä   | China                    | Cui 10042      | KR350559                                | -        |
| <i>P. fragrans</i> (M.J. Larsen & Lombard) M. Fisch.          | USA                      | CBS 202.90     | AY059027                                | -        |
| <i>P. noxium</i> (Corner) Bondartseva<br>& S. Herrera         | China                    | Dai 10292      | HQ328532                                | -        |

Tabela 1 – Continuação

| <b>Espécie</b>                                                                | <b>Origem Geográfica</b> | <b>Voucher</b> | <b>Número de acesso no GenBank/NCBI</b> |          |
|-------------------------------------------------------------------------------|--------------------------|----------------|-----------------------------------------|----------|
| <i>P. rufitinctum</i> (Berk. & M.A. Curtis ex Cooke) Bondartseva & S. Herrera | USA                      | JV 1008/25     | KX058575                                | -        |
| <i>P. rufitinctum</i>                                                         | USA                      | JV 0904/142    | KX058574                                | -        |
| <b><i>Phellinopsis</i> Y.C. Dai</b>                                           |                          |                |                                         |          |
| <i>Phellinopsis asetosa</i> L.W. Zhou                                         | -                        | -              | KJ425523                                | -        |
| <b><i>Phellinotus</i> Drechsler-Santos, Robledo &amp; Rajchenberg</b>         |                          |                |                                         |          |
| <i>Phellinotus neoaridus</i> Drechsler-Santos & Robledo                       | Brasil                   | URM80764       | KM211287                                | -        |
| <i>P. neoaridus</i>                                                           | Brasil                   | URM80362       | KM211286                                | KM211294 |
| <i>P. piptadeniae</i> (Teixeira) Drechsler-Santos & Robledo                   | Brasil                   | MF044          | KP412282                                |          |
| <i>P. piptadeniae</i>                                                         | Brasil                   | URM80766       | -                                       | KM211293 |
| <i>P. piptadeniae</i>                                                         | Brasil                   | URM80360       | -                                       | KM211292 |
| <i>P. piptadeniae</i>                                                         | Brasil                   | MF038          | KP412278                                | -        |
| <b><i>Phellinus</i> Quéél.</b>                                                |                          |                |                                         |          |
| <i>Phellinus</i> sp.                                                          | -                        | -              | -                                       | KP658651 |
| <i>Phellinus</i> sp.                                                          | -                        | -              | -                                       | KP658646 |
| <i>P. ribis f. ulicis</i> (Bourdot & Galzin) Pilát                            | -                        | KCTC 16888     | -                                       | AY189707 |
| <i>P. ribis f. ulicis</i>                                                     | -                        | CBS 579.50     | -                                       | AY558644 |
| <i>P. ribis f. ulicis</i>                                                     | -                        | IMSNU 32011    | -                                       | AF200237 |
| <i>P. calcitratus</i> (Berk. & M.A. Curtis) Ryvarden                          | USA                      | JV1008_83      | -                                       | JF894115 |
| <i>P. calcitratus</i>                                                         | USA                      | JV1008_83      | -                                       | JF894114 |
| <i>P. tropicalis</i> M.J. Larsen & Lombard                                    | -                        | CBS 617.89     | -                                       | AF534077 |
| <i>P. undulatus</i> (Murrill) Ryvarden                                        | -                        | MUCL 44114     | DQ131562                                | -        |
| <i>P. cinchonensis</i> (Murrill) Ryvarden                                     | -                        | CBS 427.76     | AY059024                                | -        |
| <b><i>Phylloporia</i> Murrill</b>                                             |                          |                |                                         |          |

Tabela 1 – Continuação

| <b>Espécie</b>                                                  | <b>Origem Geográfica</b> | <b>Voucher</b>        | <b>Número de acesso no GenBank/NCBI</b> |   |
|-----------------------------------------------------------------|--------------------------|-----------------------|-----------------------------------------|---|
| <i>Phylloporia afrospathulata</i><br>Yombiyeni & Decock         | Gabão                    | MUCL 54511/ NY        | KJ743248                                | - |
| <i>P. afrospathulata</i>                                        | Gabão                    | MUCL 53983            | KJ743249                                | - |
| <i>P. bibulosa</i> (Lloyd) Ryvar den                            | Paquistão                | Ahmad 27088           | AF411824                                | - |
| <i>P. cf. capucina</i> (Mont.) Ryvar den                        | Argentina                | CORD, Robledo<br>1610 | KJ651919                                | - |
| <i>P. cf. capucina</i>                                          | Porto Rico<br>N.W. Legon | -                     | AF411821                                | - |
| <i>P. chrysites</i> (Berk.) Ryvar den                           | México                   | MUCL 52763            | HM635665                                | - |
| <i>P. chrysites</i>                                             | México                   | MUCL 52764            | HM635666                                | - |
| <i>P. clausenae</i> L.W. Zhou                                   | China                    | Yuan 3528             | KJ787795                                | - |
| <i>P. clausenae</i>                                             | China                    | Dai 10831             | KJ787796                                | - |
| <i>P. crataegi</i> L.W. Zhou & Y.C. Daí                         | China                    | Dai 11014             | JF712922                                | - |
| <i>P. crataegi</i>                                              | China                    | Dai 11016             | JF712923                                | - |
| <i>P. cylindrispora</i> L.W. Zhou                               | China                    | Yuan 6144             | KJ787797                                | - |
| <i>P. cylindrispora</i>                                         | China                    | Yuan 6148             | KJ787798                                | - |
| <i>P. dependens</i> Y.C. Daí                                    | China                    | BJFC013379            | KP698746                                | - |
| <i>P. elegans</i> Ferreira-Lopes,<br>Robledo & Drechsler-Santos | Brasil                   | FLOR 51178            | KJ631408                                | - |
| <i>P. elegans</i>                                               | Brasil                   | FLOR 51179            | KJ631409                                | - |
| <i>P. ephedrae</i> (Woron.) Parmasto                            | Turquemenistão           | TAA 72-2              | AF411826                                | - |
| <i>P. flabelliformis</i> Decock &<br>Yombiyeni                  | Gabão                    | MUCL 55569            | KU198349                                | - |
| <i>P. flabelliformis</i>                                        | Gabão                    | MUCL 55570            | KU198351                                | - |
| <i>P. flacourtae</i> L.W. Zhou                                  | China                    | Yuan 6362             | KJ787801                                | - |

Tabela 1 – Continuação

| Espécie                                               | Origem Geográfica | Voucher         | Número de acesso no GenBank/NCBI |   |
|-------------------------------------------------------|-------------------|-----------------|----------------------------------|---|
|                                                       |                   |                 |                                  |   |
| <i>P. flacourtiae</i>                                 | China             | Zhou 140        | KJ787802                         | - |
| <i>P. fontanesiae</i> L.W. Zhou & Y.C. Daí            | China             | Li 199          | JF712925                         | - |
| <i>P. fontanesiae</i>                                 | China             | Li 194          | JF712924                         | - |
| <i>P. cf. fruticum</i> (Berk. & M.A. Curtis) Ryvarden | México            | MUCL 52762      | HM635668                         | - |
| <i>P. cf. fruticum</i>                                | México            | ENCB TR&RV858   | HM635669                         | - |
| <i>P. fulva</i> Yombiyeni & Decock                    | Gabão             | MUCL 54472 / NY | KJ743247                         | - |
| <i>P. gabonensis</i> Decock & Yombiyeni               | Gabão             | MUCL 55571      | KU198352                         | - |
| <i>P. gabonensis</i>                                  | Gabão             | MUCL 55572      | KU198353                         | - |
| <i>P. gutta</i> L.W. Zhou & Y.C. Daí                  | China             | Dai 4103        | JF712926                         | - |
| <i>P. gutta</i>                                       | China             | Dai 4197        | JF712927                         | - |
| <i>P. hainaniana</i> Y.C. Dai & B.K. Cui              | China             | Dai 9640        | JF712928                         | - |
| <i>P. homocarnica</i> L.W. Zhou                       | China             | Yuan 5770       | KJ787803                         | - |
| <i>P. homocarnica</i>                                 | China             | Yuan 5776       | KJ787804                         | - |
| <i>P. inonotoides</i> Yombiyeni & Decock              | Gabão             | MUCL 54468 / NY | KJ743250                         | - |
| <i>P. inonotoides</i>                                 | Gabão             | MUCL 54469      | KJ743251                         | - |
| <i>P. littoralis</i> Decock & Yombiyeni               | Gabão             | MUCL 56144      | KY349140                         | - |
| <i>P. littoralis</i>                                  | Gabão             | MUCL 56145      | KY349141                         | - |
| <i>P. minutipora</i> L.W. Zhou                        | China             | Dai 9257        | KU904464                         | - |
| <i>P. minutipora</i>                                  | China             | LWZ 20150531-13 | KU904465                         | - |

Tabela 1 – Continuação

| Espécie                                                   | Origem Geográfica  | Voucher          | Número de acesso no GenBank/NCBI |   |
|-----------------------------------------------------------|--------------------|------------------|----------------------------------|---|
|                                                           |                    |                  |                                  |   |
| <i>P. minutispora</i> Ipulet & Ryvarden                   | República do Congo | MUCL 52865       | HM635671                         | - |
| <i>P. minutispora</i>                                     | Uganda             | Ipulet 706       | JF712929                         | - |
| <i>P. nandinae</i> L.W. Zhou & Y.C. Daí                   | China              | Dai 10625        | JF712931                         | - |
| <i>P. nandinae</i>                                        | China              | Dai 10588        | JF712930                         | - |
| <i>P. nodostipitata</i> Ferreira-Lopes & Drechsler-Santos | Brasil             | FLOR 51173       | KJ631412                         | - |
| <i>P. nouraguensis</i> Decock & Castillo                  | Guiana Francesa    | MUCL53816        | KC136222                         | - |
| <i>P. nouraguensis</i>                                    | Guiana Francesa    | MUCL53817        | KC136223                         | - |
| <i>P. nouraguensis</i>                                    | Guiana Francesa    | MUCL 53818       | KC136224                         | - |
| <i>P. oblongospora</i> Y.C. Dai & H.S. Yuan               | China              | Zhou 179         | JF712932                         | - |
| <i>P. oreophila</i> L.W. Zhou & Y.C. Daí                  | China              | Cui 2219         | JF712933                         | - |
| <i>P. oreophila</i>                                       | China              | Cui 9503         | JF712934                         | - |
| <i>P. osmanthi</i> L.W. Zhou                              | China              | Yuan 5655        | KF729938                         | - |
| <i>P. pectinata</i> (Klotzsch) Ryvarden                   | Austrália          | R. Coveny 113    | AF411823                         | - |
| <i>P. pectinata</i>                                       | Gabão              | MUCL / GA-12-813 | KJ743253                         | - |
| <i>P. pectinata</i>                                       | Gabão              | MUCL / GA-12-846 | KJ743254                         | - |
| <i>P. pectinata</i> (Morfo)                               | Gabão              | MUCL / GA-12-816 | KJ743255                         | - |
| <i>P. pectinata</i> (Morfo)                               | Gabão              | MUCL / GA-12-812 | KJ743281                         | - |
| <i>P. pseudofruticum</i>                                  | Brasil             | ICN / ISA 610    | KJ743273                         | - |
| <i>P. pseudofruticum</i>                                  | Brasil             | ICN / ISA 555    | KJ743274                         | - |

Tabela 1 – Continuação

| <b>Espécie</b>                                           | <b>Origem Geográfica</b> | <b>Voucher</b>       | <b>Número de acesso no GenBank/NCBI</b> |   |
|----------------------------------------------------------|--------------------------|----------------------|-----------------------------------------|---|
| <i>P. pseudofruticum</i>                                 | Brasil                   | ICN / ISA G70        | KJ743275                                | - |
| <i>P. pulla</i> (Montagne & Berkeley) Decock & Yombiyeni | China                    | Cui 5251             | KU904468                                | - |
| <i>P. pulla</i>                                          | China                    | Dai 9627             | KU904469                                | - |
| <i>P. radiata</i> L.W. Zhou                              | China                    | LWZ 20141122-6 (IFP) | KU904471                                | - |
| <i>P. radiata</i>                                        | China                    | LWZ 20141122-5 (IFP) | KU904470                                | - |
| <i>P. resupinata</i> Douanla-Meli & Ryvardeen            | Cameroon                 | O, DMC 476           | JF712935                                | - |
| <i>P. ribis</i> (Schumach.) Ryvardeen                    | Alemanha                 | MF 82-828            | AF311040                                | - |
| <i>P. rzedowskii</i> R. Valenzuela & Decock              | México                   | MUCL 52868           | HM635672                                | - |
| <i>P. rzedowskii</i>                                     | México                   | MUCL 52860           | HM635674                                | - |
| <i>P. rzedowskii</i>                                     | Argentina                | CORD, Robledo        | KJ651914                                | - |
| <i>P. rzedowskii</i>                                     | Brasil                   | ICN /ISA 007         | KJ743265                                | - |
| <i>P. rzedowskii</i>                                     | Brasil                   | MUCL 54295 / ICN     | KJ743269                                | - |
| <i>Phylloporia</i> sp.                                   | Guiana Francesa          | MUCL, FG-13-670      | KJ743262                                | - |
| <i>Phylloporia</i> sp.                                   | Guiana Francesa          | MUCL, FG-13-754      | KJ743261                                | - |
| <i>Phylloporia</i> sp.                                   | Guiana Francesa          | MUCL, FG-10-321      | KJ743277                                | - |
| <i>Phylloporia</i> sp.                                   | Guiana Francesa          | MUCL, FG-13-726      | KJ743279                                | - |
| <i>Phylloporia</i> sp.                                   | Quênia                   | KE-15-02             | KU358722                                | - |
| <i>Phylloporia</i> sp.                                   | Quênia                   | KE-16-107            | KY349147                                | - |
| <i>Phylloporia</i> sp.                                   | Cuba                     | MUCL 43733           | KJ743278                                | - |

Tabela 1 – Continuação

| Espécie                                                               | Origem Geográfica | Voucher            | Número de acesso no GenBank/NCBI |   |
|-----------------------------------------------------------------------|-------------------|--------------------|----------------------------------|---|
|                                                                       |                   |                    |                                  |   |
| <i>P. spathulata</i> (Hook.) Ryvarden                                 | Argentina         | CORD, Robledo 1467 | KJ651918                         | - |
| <i>P. spathulata</i>                                                  | Argentina         | CORD, Robledo 1790 | KJ651921                         | - |
| <i>P. spathulata</i>                                                  | Guiana Francesa   | MUCL, FG-11-506    | KC136227                         | - |
| <i>P. spathulata</i>                                                  | Guiana Francesa   | MUCL, FG-12-522    | KJ743259                         | - |
| <i>P. spathulata</i>                                                  | Guiana Francesa   | MUCL, FG-11-462    | KC136228                         | - |
| <i>P. spathulata</i>                                                  | Guiana Francesa   | MUCL, FG-13-749    | KJ743280                         | - |
| <i>P. spathulata</i> (Morfo)                                          | Guiana Francesa   | MUCL, FG-15-961    | KY349158                         | - |
| <i>P. spathulata</i> (Morfo)                                          | Guiana Francesa   | MUCL, FG-15-930    | KY363574                         | - |
| <i>P. spathulata</i> (Morfo)                                          | Guiana Francesa   | MUCL, FG-15-932    | KY363573                         | - |
| <i>P. spathulata</i> (Morfo)                                          | Martinica         | MA-15-126          | KY349151                         | - |
| <i>P. spathulata</i> (Morfo)                                          | Martinica         | MA-15-127          | KY349152                         | - |
| <i>P. spathulata</i> (Morfo)                                          | Martinica         | MA-15-97           | KY349150                         | - |
| <i>P. terrestris</i> L.W. Zhou                                        | China             | Juan 5738          | KC778784                         | - |
| <i>P. tiliae</i> L.W. Zhou                                            | China             | Yuan 5491          | KJ787805                         | - |
| <i>P. ulloai</i> R. Valenzuela, T. Raymundo                           | Mexico            | MUCL 52866         | HM635677                         | - |
| <i>P. ulloai</i>                                                      | Mexico            | MUCL 52867         | HM635678                         | - |
| <i>P. weberiana</i> (Bres. & Henn. ex Sacc.) Ryvarden                 | China             | Dai 9242           | JF712936                         | - |
| <i>P. yuchengii</i> Yu.Sh. Gafforov, Tomšovský, E. Langer & L.W. Zhou | Uzbequistão       | YG 033, TASM       | KM264324                         | - |
| <b><i>Porodaedalea</i> Murrill</b>                                    |                   |                    |                                  |   |

Tabela 1 – Continuação

| Espécie                                                                                  | Origem Geográfica   | Voucher               | Número de acesso no GenBank/NCBI |          |
|------------------------------------------------------------------------------------------|---------------------|-----------------------|----------------------------------|----------|
|                                                                                          |                     |                       |                                  |          |
| <i>Porodaedalea chrysoloma</i> (Fr.)<br>Fiasson & Niemelä                                | Republica Tcheca    | FP-102121-T           | JX110075                         | -        |
| <i>P. chrysoloma</i>                                                                     | Suécia              | FP-135952             | JX110077                         | -        |
| <i>P. pini</i> (Brot.) Murrill                                                           | Suécia              | 74-64/2               | JX110079                         | -        |
| <i>P. pini</i>                                                                           | Ucrânia             | FP-102122-T           | JX110080                         | -        |
| <i>P. cancriformans</i> (M.J. Larsen,<br>Lombard & Aho) T. Wagner & M.<br>Fisch.         | USA                 | FP-133112-R           | JX110087                         | -        |
| <b><i>Sanghuangporus</i> Sheng H. Wu, L.W. Zhou &amp; Y.C. Daí</b>                       |                     |                       |                                  |          |
| <i>Sanghuangporus alpinus</i> (Y.C. Dai & X.M. Tian) L.W. Zhou & Y.C. Dai                | Tibet, China        | Cui 9658              | KP030771                         | -        |
| <i>S. lonicericola</i> (Parmasto) L.W. Zhou & Y.C. Dai                                   | Heilongjiang, China | Dai 8376              | KP030772                         | -        |
| <i>S. sanghuang</i> (Sheng H. Wu, T. Hatt. & Y.C. Dai) Sheng H. Wu, L.W. Zhou & Y.C. Dai | Jilin, China        | Wu 0903–2             | KP030773                         | -        |
| <i>S. weigela</i> (T. Hatt. & Sheng H. Wu) Sheng H. Wu, L.W. Zhou & Y.C. Dai             | Japan               | WD 1838               | KP030774                         | -        |
| <i>S. zonatus</i> (Y.C. Dai & X.M. Tian) L.W. Zhou & Y.C. Dai                            | Hainan, China       | Dai 10841             | KP030775                         | -        |
| <b><i>Tropicoporus</i> L.W. Zhou, Y.C. Dai &amp; Sheng H. Wu</b>                         |                     |                       |                                  |          |
| <i>Tropicoporus cubensis</i> (Y.C. Dai, Decock & L.W. Zhou) L.W. Zhou & Y.C. Dai         | Cuba                | MUCL 47113            | KP030777                         | -        |
| <i>T. cubensis</i>                                                                       | Cuba                | MUCL 47079            | KP030776                         | -        |
| <i>T. tropicalis</i> (M.J. Larsen & Lombard) L.W. Zhou & Y.C. Dai                        | Panamá              | B1b0761ap152<br>CC315 | -                                | KP307009 |
| <i>T. linteus</i> (Berk. & M.A. Curtis) L.W. Zhou & Y.C. Daí                             | -                   | JV 0904_140           | KP030780                         | -        |
| <b><i>Incertae sedis</i></b>                                                             |                     |                       |                                  |          |

Tabela 1 – Continuação

| Espécie                                                  | Origem Geográfica | Voucher    | Número de acesso no GenBank/NCBI |          |
|----------------------------------------------------------|-------------------|------------|----------------------------------|----------|
| <i>Hymenochaetaceae</i>                                  | -                 | JCM 28405  | -                                | LC133842 |
| <b>GRUPO EXTERNO</b>                                     |                   |            |                                  |          |
| <i>Amyloporia carbonica</i> (Overh.)<br>Vampola & Pouzar | USA               | Wilcox-96  | KC585064                         | -        |
| <i>Fomes fomentarius</i> (L.) Fr.                        | -                 | DAOM129034 | AF261538                         | -        |

Fonte: Oliveira-Filho, 2017

# APÊNDICE B – Fungal Planet descriptions sheets

Persoonia 40, 2018: 240–393  
 www.ingentaconnect.com/content/inn/pers

RESEARCH ARTICLE

ISSN (Online) 1875-9000  
 https://doi.org/10.3757/persoonia.2018.40.10



## Fungal Planet description sheets: 716–784

P.W. Crous<sup>1,2</sup>, M.J. Wingfield<sup>3</sup>, T.I. Burgess<sup>4</sup>, G.E. St.J. Hardy<sup>4</sup>, J. Gené<sup>5</sup>, J. Guarro<sup>6</sup>,  
 I.G. Basela<sup>6</sup>, D. García<sup>6</sup>, L.F.P. Gusmão<sup>7</sup>, C.M. Souza-Motta<sup>8,13</sup>, R. Thangavel<sup>9</sup>,  
 S. Adamčík<sup>10</sup>, A. Barill<sup>11</sup>, C.W. Barnes<sup>12</sup>, J.D.P. Bezerra<sup>13</sup>, J.J. Bordinho<sup>14</sup>, J.F. Cano-Lira<sup>5</sup>,  
 R.J.V. de Oliveira<sup>15</sup>, E. Ercole<sup>16</sup>, V. Hubka<sup>16,17</sup>, I. Iturriza-González<sup>5</sup>, A. Kubátová<sup>18</sup>,  
 M.P. Martín<sup>19</sup>, P.-A. Moreau<sup>19</sup>, A. Morte<sup>14</sup>, M.E. Ordoñez<sup>11</sup>, A. Rodríguez<sup>14</sup>, A.M. Stchigel<sup>5</sup>,  
 A. Vizzini<sup>15</sup>, J. Abdollahzadeh<sup>20</sup>, V.P. Abreu<sup>21</sup>, K. Adamčíková<sup>22</sup>, G.M.R. Albuquerque<sup>9</sup>,  
 A.V. Alexandrova<sup>23,24</sup>, E. Álvarez Duarte<sup>27</sup>, C. Armstrong-Cho<sup>25</sup>, S. Banniza<sup>26</sup>, R.N. Barbosa<sup>4</sup>,  
 J.-M. Bellanger<sup>28</sup>, J.L. Bezerra<sup>13</sup>, T.S. Cabral<sup>27</sup>, M. Cabon<sup>16</sup>, E. Calcedo<sup>11</sup>, T. Cantillo<sup>7</sup>,  
 A.J. Carnegie<sup>29</sup>, L.T. Carmo<sup>7</sup>, R.F. Castañeda-Ruiz<sup>29</sup>, C.R. Clement<sup>30</sup>, A. Čmoková<sup>17</sup>,  
 L.B. Conceição<sup>7</sup>, R.H.S.F. Cruz<sup>8</sup>, U. Damm<sup>31</sup>, B.D.B. da Silva<sup>32</sup>, G.A. da Silva<sup>13</sup>, R.M.F. da  
 Silva<sup>13</sup>, A.L.C.M. de A. Santiago<sup>13</sup>, L.F. de Oliveira<sup>34</sup>, C.A.F. de Souza<sup>13</sup>, F. Dénier<sup>23</sup>,  
 B. Dima<sup>35</sup>, G. Dong<sup>36</sup>, J. Edwards<sup>38</sup>, C.R. Félix<sup>39</sup>, J. Fournier<sup>40</sup>, T.B. Gibertoni<sup>13</sup>, K. Hosaka<sup>42</sup>,  
 T. Iturriza<sup>43</sup>, M. Jadan<sup>44</sup>, J.-L. Jany<sup>33</sup>, Ž. Jurjević<sup>45</sup>, M. Kolářik<sup>16,17</sup>, I. Kušan<sup>44</sup>, M.F. Landell<sup>36</sup>,  
 T.R. Leite Cordeiro<sup>13</sup>, D.X. Lima<sup>13</sup>, M. Loizides<sup>46</sup>, S. Luo<sup>36</sup>, A.R. Machado<sup>13</sup>, H. Madrid<sup>47</sup>,  
 O.M.C. Magalhães<sup>13</sup>, P. Marinho<sup>48</sup>, N. Matošec<sup>44</sup>, A. Mešić<sup>44</sup>, A.N. Miller<sup>43</sup>, O.V. Morozova<sup>49</sup>,  
 R.P. Neves<sup>13</sup>, K. Nonaka<sup>50</sup>, A. Nováková<sup>17</sup>, N.H. Oberlies<sup>51</sup>, J.R.C. Oliveira-Filho<sup>13</sup>,  
 T.G.L. Oliveira<sup>13</sup>, V. Papp<sup>52</sup>, O.L. Peres<sup>53</sup>, G. Perrone<sup>54</sup>, S.W. Peterson<sup>55</sup>, T.H.G. Pham<sup>24,41</sup>,  
 H.A. Raja<sup>56</sup>, D.B. Raudabaugh<sup>43</sup>, J. Řehůřek<sup>58</sup>, E. Rodríguez-Andrade<sup>5</sup>, M. Saba<sup>57</sup>,  
 A. Schaefflerová<sup>58</sup>, R.G. Shivas<sup>59</sup>, G. Simonini<sup>60</sup>, J.P.Z. Siqueira<sup>5</sup>, J.O. Sousa<sup>61</sup>, V. Stajic<sup>62</sup>,  
 T. Svetasheva<sup>49,63</sup>, Y.P. Tan<sup>64</sup>, Z. Tkáčec<sup>44</sup>, S. Ullah<sup>65</sup>, P. Valente<sup>66</sup>, N. Valenzuela-Lopez<sup>5,67</sup>,  
 M. Abrinbana<sup>68</sup>, D.A. Viana Marques<sup>34</sup>, P.T.W. Wong<sup>36</sup>, V. Xavier de Lima<sup>13</sup>, J.Z. Groenewald<sup>1</sup>

### Key words

ITS rDNA barcodes  
 LSU  
 new taxa  
 systematics

**Abstract.** Novel species of fungi described in this study include those from various countries as follows: Australia, *Chaetospora eucalypti* on *Eucalyptus* leaf litter, *Collembolus cobbettiae* from *Cordyline stricta* = *C. australis* hybrid, *Cynodermella banksiae* on *Banksia ericifolia* subsp. *macrocarpa*, *Dicella macrocarpa* on *Macrocarpa miquelii*, *Elaphoglyphus banksiae* on *Banksia marginata*, *Elaphoglyphus banksiae* on *Elaphoglyphus* sp., *Elaphoglyphus banksiae* on *Leucopogon* sp., *Helminthosporium livistonae* on *Livistonia australis*, *Ischiumyces eucalypti* (incl. *Ischiumyces* gen. nov.) on *Eucalyptus obliqua*, *Lamiumyces eucalypti* on *Eucalyptus* sp., *Myrotheciumyces corymbae* (incl. *Myrotheciumyces* gen. nov., *Myrotheciumycesaceae* fam. nov.), *Neolamiumyces eucalypti* (incl. *Neolamiumyces* gen. nov., *Neolamiumycesaceae* fam. nov.) on *Eucalyptus* sp., *Nullumyces eucalypti* (incl. *Nullumyces* gen. nov.) on *Eucalyptus* leaf litter, *Didymodendron eucalypti* on *Eucalyptus maidenii*, *Pericladophloeophora cyperacearum* (incl. *Pericladophloeophora* fam. nov.) and *Periconia cyperacearum* on leaves of *Cyperaceae*, *Porodiplodia livistonae* (incl. *Porodiplodia* gen. nov., *Porodiplodiaceae* fam. nov.) on *Livistonia australis*, *Sporidium melleoluciae* (incl. *Sporidiales* ord. nov.) on *Melleoluciae* sp., *Tenatosphaeria sieberi* on *Eucalyptus sieberi*, *Thecaphora australiensis* in capsules of a variant of *Crataegus exilis* Braddon, *Aspergillus semialbidus* from soil, *Diaporthe pseudoinconspicua* from *Polcinella pyramidalis*, *Fontipora perkinsii* on dead wood, *Gaeumannia magnasporum* on soil, *Marasmius aquaticus* (incl. *Marasmius* gen. nov.) from submerged decaying twig and leaves of unidentified plant, *Mixotaphora pigmentata* from leaves of *Quercus pervilleana*, *Mucor souzei* from soil, *Mycoselia aquaphila* on decaying wood from tidal debris, *Pezizella citrulina* as endophyte from leaves of *Citrus limetta*, *Quercusella brasiliensis* (incl. *Quercusella* gen. nov.) as epiphytic yeast on leaves of *Portia leptantha*, *Quercusomyces coccinensis* (incl. *Quercusomyces* gen. nov.) on decaying bark, *Xylaphellus clavatus* on rotten wood, Canada, *Didymella carl* on *Citrus carl* and *Conium maculatum*, Chile, *Anuocarpus foliorum* (incl. *Anuocarpus* gen. nov.) on *Anuocarpus anuocarpus*, *Aspergillus fumigatus* from soil, *Lomentospora velpersiensis* from soil, Colombia, *Corynespora pseudococcincola* on *Byronia* sp., *Eucalyptostroma eucalyptorum* on *Eucalyptus pellita*, *Neometulodactyloporia eucalypti* (incl. *Neometulodactyloporia* gen. nov.) on *Eucalyptus grandis* = *uropylis*, *Tracyella eucalypti* (incl. *Tracyella* fam. nov., *Tracyellales* ord. nov.) on *Eucalyptus urophylla*, Cyprus, *Gyromitra anthracina* (incl. *Gyromitra* subg. *Pseudogymna*) on burned soil, Czech Republic, *Lecanobolus restrictus* from the surface of the wooden barrel, *Lecanobolus testudineus* from scales of *Trachemys scripta elegans*, Ecuador, *Entoloma yencolor* and *Saproscia quiniensis* on soil, France, *Lentitheca carbonum* from submerged decorticated *Populus* branch, Hungary, *Pezizomyces hungaricus* (incl. *Pezizomyces* gen. nov.) from a large *Fagus sylvatica* log, Iran, *Zymoseptoria coccinensis* on *Aeglops trunciella*, Malaysia, *Ochroconia muscicola* on *Musa* sp., Mexico, *Cladophora michoacanensis* from soil, New Zealand, *Acrodonium metrolidensis* on *Metrolidensis eucalypti*, *Polyspora podocarpus* on *Podocarpus totara*, *Pseudanthracopha phlogis* (incl. *Pseudanthracopha* gen. nov.) on *Phlox subulata*, Nigeria, *Coprinopsis effluvia* on soil, Pakistan, *Russula manshewensis* on soil under *Pinus roxburghii*, Russia, *Baeom-*

© 2018, National Biodiversity Center & Vrije Universiteit Brussel

You are free to share: to copy, distribute and transmit the work, under the following conditions:

Attribution: You must attribute the work in the manner specified by the author or licensor (but not in any way that suggests that they endorse you or your use of the work).

Non-commercial: You may not use the work for commercial purposes.

No derivative works: You may not alter, transform, or build upon the work.

For any reuse or distribution, you must make clear to others the license terms of this work, which can be found at <http://creativecommons.org/licenses/by-nc-nd/3.0/deed.pt>. Any of the above conditions can be waived if you get permission from the copyright holder. Nothing in this license impairs or restricts the author's moral rights.

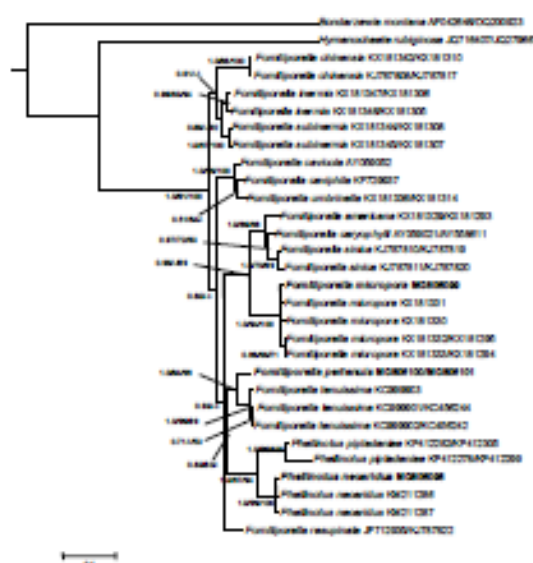
Fungal Planet 730 – 13 July 2018

*Fomitiporella pertenuis* V. Xavier de Lima & J.R. Oliveira-Filho, sp. nov.**Etymology.** *Pertenuis* (Gr.), referring to the very thin basidioma.**Classification.** — Hymenochaetaceae, Hymenochaetales, Agaricomycetes.

**Basidioma** annual, resupinate, up to 1.8 mm thick, margin thin; pore surface hazel (27; Watling 1969) when dry, pores angular, 6–8 per mm; dissepiments thin and entire; context reduced to a thin layer above the substrate, less than 0.5 mm thick, homogeneous hazel (27) to snuff brown (17) with the pore surface, sometimes with a darker line just above the tubes; tubes concolorous with the pore surface. Hyphal system monomitic; generative hyphae hyaline to rust (13), thick-walled with a wide lumen, simple septate, 2.5–4 µm diam, IKI–. Cystidia or other sterile elements absent; basidia not seen; basidiospores ellipsoid to ovoid, thick-walled, smooth, rust (13) to rusty tawny (14), IKI–, 4–5.5 × 3–4 µm.

**Typus.** Brazil, Alagoas, Biological Reserve of Pedra Talhada, on dead wood, July 2017, V. Xavier de Lima, PPT 111 (holotype URM 91181, ITS and LSU sequences GenBank MG808101 and MG808100, MycoBank MB824040).

**Additional material examined.** *Fomitiporella micropora*. Brazil, Maranhão, São José de Ribamar, Penequira beach, on dead branch of living angiosperm, Jan. 2017, J.R.C. Oliveira-Filho, JRF135, URM 91188, LSU sequence GenBank MG808099. *Phellinus neoaridus*. Brazil, Sergipe, Poço Redondo, Apr. 2018, T.B. Gibertoni, PH5, URM 91187, LSU sequence GenBank MG808098.



**Colour illustrations.** Environment where the type specimen was collected in Biological Reserve of Pedra Talhada, AL, Brazil; close-up showing the thin dissepiments and rather angular pores (scale bar = 1 mm); transversal view of the basidioma: substrate (S), context (C), darker line (L) and tube layer (T) are visible (scale bar = 1 mm); photomicrographs of a septate generative hyphae and basidiospores (scale bar = 10 µm).

**Notes.** — According to our phylogenetic analyses (ITS+LSU), *F. pertenuis* clustered in a clade with high support with specimens of *F. tenuissima* from China (GenBank KC999901, KC999902, KC999903), but diverged significantly from the Chinese specimens and it is distantly related from other species of *Fomitiporella*. Both *F. pertenuis* and *F. tenuissima* have thin basidiomata and lack sterile elements, but *F. pertenuis* has smaller pores (6–8 per mm vs 3–4 per mm in *F. tenuissima*) and monomitic hyphal system (both monomitic and dimitic hyphal system in *F. tenuissima*; Yu et al. 2013). The clade of *F. tenuissima* and *F. pertenuis* shows relation to *Phellinus* (Dreschler-Santos et al. 2016), which is placed in *Fomitiporella* in our analyses. Thus, synonymising *Phellinus* under *Fomitiporella* is suggested; however, both species of *Phellinus* (*P. neoaridus* and *P. platanifolia*) are pileate and are host-specific on living *Cesalpinia* and *Platanus*, and *Fomitiporella*, a resupinate genus whose species occur mostly on dead trees, would have to be emended. Another specimen collected in Brazil was identified as *F. micropora*; the specimen is morphologically very similar to the type description, but it has larger pores (4–5 per mm in the Brazilian specimen, 8–10 per mm in the type). *Fomitiporella micropora* is only superficially similar to the new species, from which it differs by the perennal, thicker basidioma (up to 10 mm), smaller pores (8–10 per mm), dimitic hyphal system, and slightly smaller basidiospores, (3–)3.5–4(–4.5) × (2–)2.5–3(–3.5) µm. Besides, *F. micropora* clustered in a clade with specimens collected in the type locality (Virgin Islands) and Costa Rica, distantly related from the new species.

The 50 % majority rule Bayesian tree inferred from ITS+LSU sequences with the model K80 + G using MrBayes v. 3.2.6 (Ronquist et al. 2012). Maximum parsimony (PAUP v. 4.0b10, Swofford 2003) and maximum likelihood (MEGA5, Tamura et al. 2011) analyses were done and similar topologies were obtained (not shown). Bayesian posterior probabilities (PP) from 10 M generations; Maximum parsimony bootstrap (MPbs) and Maximum likelihood bootstrap (MLbs) support values from 1000 replications. Values next to nodes represent PP/MLbs/MPbs. Sequences generated in this study are shown in bold. *Bondarzewia montana* represents the outgroup. The alignment is deposited in TreeBASE (Submission ID 22272).

**APÊNDICE C - An updated phylogeny and diversity of *Phylloporia* (Hymenochaetales): nine new species and a worldwide key to the genus (no prelo)**

*Phylloporia atlantica* Oliveira-Filho & Gibertoni, sp. nov.

MycoBankno.:MB 823999

*Type:* BRAZIL. Pernambuco, Igarassu, Refúgio Ecológico Charles Darwin, on living angiosperm tree, 12 May 2017, JRF142 (URM91182)

*Etymology:* *Atlantica* (Lat.): referring to the Atlantic Rain Forest where the specie was collected.

*Fruiting body:* Basidiomata annual to biennial, pileate and imbricate, coriaceous when dry. Pilei appanate with a lateral base, projecting up to 4.5 cm, 2 cm wide and 4 mm thick at base. Pileal surface yellowish brown to snuff brown, slightly concentrically zonate, sulcate especially at margin, densely tomentose, especially at the base, up to 4 mm thick; margin entire, incurved when dry, dark brown. Pore surface cigar brown; pores round, 6–7 per mm; dissepiments thin, lacerate. Tubes snuff brown, up to 2 mm long. Context concolorous to the tubes, up to 2 mm thick, with a black line present in the context, sometimes inconspicuous.

*Hyphal structure:* Hyphal system monomitic; generative hyphae simple septate; tissue darkening but otherwise unchanged in KOH.

*Context:* Hyphae in the lower context golden yellow, thick-walled, frequently simple septate, unbranched, more or less regularly arranged, 4–7 µm diam; hyphae in the upper tomentum golden yellow to brownish yellow, thick-walled, unbranched, occasionally simple septate, loosely interwoven, 5–7 µm diam.

*Tubes:* Tramal hyphae golden yellow, thick-walled, unbranched, simple septate, 2–5 µm diam., parallel or subparallel along the tubes. Hymenium collapsed (in studied samples), cystidia, basidia and basidioles not seen.

*Spores:* Basidiospores subglobose to broadly ellipsoid, with flattened sides, yellowish, thick-walled, smooth, IKI–, CB–, (3.2–)4–4.2(–5) × (2.5–)3.0–3.5 µm, L = 4.02 µm, W = 3.03 µm, Q = 1.06–1.5(n = 60/2).

*Additional specimens (paratypes) examined:* BRAZIL. Alagoas, Reserva Biológica Pedra Talhada, col. Xavier, on living angiosperm tree, 4 September 2017, PPT271 (URM91184); Pernambuco, Igarassu, RefúgioEcológico Charles Darwin, col. Gibertoni, on living angiosperm, March 2002 (URM77463), May 2002 (URM77464), col. Oliveira-Filho, on living angiosperm tree, 12 May 2017, JRF151 (URM91183).

*Notes:* *Phylloporia atlantica* is distinct by pileate basidiomata with a lateral base, pileal surface densely tomentose, round pores (6–7 per mm), subglobose to ellipsoid basidiospores ( $4\text{--}4.2 \times 3\text{--}3.5\text{ }\mu\text{m}$ ), and so far only found in two areas in the Northeast Atlantic Rain Forest.

*Phylloporia atlantica* is related to *P. afrospathulata* in our phylogeny (Fig. 1). However, *P. afrospathulata* differs from *P. atlantica* by stipitate basidiomata (Yombiyeniet *al.* 2015). *Phylloporia oreophila* and *P. atlantica* share sessile basidiomata, a duplex context and a monomitic hyphal system. However, *P. oreophila* differs mainly in smaller pores (7–9 per mm) and basidiospores ( $3\text{--}3.7 \times 2\text{--}3\text{ }\mu\text{m}$ ) (Zhou & Dai 2012).

*Phylloporia montana* Oliveira-Filho & Gibertoni, sp. nov.

MycoBank no.: MB 824002

*Type:* BRAZIL. Paraíba, Areia, Mata do Pau Ferro, col. Lira, unknown substrate, 15 July 2013 (holotype, URM 86470, isotype O).

*Etymology:* *Montana* (L.): referring to the species in a montane forest in Northeast Brazil.

*Fruiting body:* Basidiomata annual, pileate, corky. Pilei applanate, projecting up to 1.9 cm, 3.5 cm in wide and 7 mm thick at base. Pileal surface fulvous to brown, velutinate, concentrically zonate or indistinctly zonate, usually sulcate close to the margin; margin entire, yellowish, incurved when dry. Pore surface umber, pores round, 3–5 per mm; dissepiments thin, lacerate. Tubes fulvous, up to 4 mm long. Context pale fulvous, up to 4 mm thick, duplex, with a black line usually present separating the context.

*Hyphal structure:* Hyphal system monomitic; generative hyphae simple septate; tissue darkening but otherwise unchanged in KOH.

*Context:* Hyphae in the lower context golden yellow, thick-walled, rarely simple septate, rarely branched, interwoven or more or less regularly arranged,  $4\text{--}5\text{ }\mu\text{m}$  diam; hyphae of tomentum golden yellow, thick-walled, unbranched, simple septate, straight, loosely interwoven,  $5.5\text{--}7.5\text{ }\mu\text{m}$  diam.

*Tubes:* Tramal hyphae golden yellow, thick-walled, occasionally branched and simple septate,  $3\text{--}5\text{ }\mu\text{m}$  diam, subparallel along the tubes. Cystidia absent, fusoid cystidioles occasionally present; basidia clavate, with four sterigmata and a simple septum at the base,  $17\text{--}22 \times 6\text{--}7\text{ }\mu\text{m}$ ; basidioles in shape similar to basidia, but slightly smaller.

*Spores:* Basidiospores cylindrical, yellowish, thick-walled, smooth, IKI–, CB–,  $(3.5\text{--}) 4\text{--}5 \times 2\text{--}3\text{ }\mu\text{m}$ ,  $L = 4.68\text{ }\mu\text{m}$ ,  $W = 2.2\text{ }\mu\text{m}$ ,  $Q = 1.6\text{--}2.5$  ( $n = 60/2$ ).

*Additional specimen (paratype) examined:* BRAZIL. Paraíba, Areia, Mata do Pau Ferro, col. Lira, unknown substrate, 15 July 2013 (URM86087).

*Notes:* *Phylloporia montana* is distinct by pileate and corky basidiomata, round pores of 3–5 per mm, cylindrical basidiospores of  $4\text{--}5 \times 2\text{--}3 \mu\text{m}$ , and grows in montane forest.

The phylogeny (Fig. 1) indicated a close relationship between *Phylloporia inonotoides* and *P. montana*. The two species share pileate basidiomata and a monomitic hyphal system. *P. inonotoides* differs mainly in bigger pores (2–3 per mm) and homogeneous context (Yombiyeniet *al.* 2015). *Phylloporia rzedowskii* also has pileate basidiomata and a duplex context. In addition, the two species share cylindrical basidiospores with similar size. However, *P. rzedowskii* has bigger pores (2–3 per mm) and loosely interwoven hyphae in context (Valenzuela *et al.* 2011).

*Phylloporia solicola* Oliveira-Filho & Gibertoni, sp. nov. (Figs. 14, 15)

MycoBankno.: MB 824008

*Type:* BRAZIL. Pernambuco, Igarassu, Refúgio Ecológico Charles Darwin, col. Oliveira-Filho, on the ground, 12 May 2017, JRF145 (Holotype, URM91185).

*Etymology:* *Solicola* (Lat.): referring to the species grows on ground.

*Fruiting body:* Basidiomata stipitate, cespitose, three pilei rising from a common base, coriaceous. Pilei semicircular, spatulate, projecting up to 6 mm, 7 mm wide and 2 mm thick. Pileal surface concentrically zonate, yellowish brown, brown to fuscous black, velutinate; margin entire, wavy, concolorous to the pileal surface. Stipe cylindrical or more frequently flattened, up to 1.7 cm long and 1 mm in diam. Pore surface yellowish brown; pores angular, 9–11 per mm; dissepiments thin, entire; tubes brown, up to 1 mm deep. Context concolorous to the tubes, up to 1 mm thick, with a black line.

*Hyphal structure:* Hyphal system monomitic; generative hyphae simple septate; tissue darkening but otherwise unchanged in KOH.

*Context:* Hyphae golden yellow, thick-walled, simple septate, more regularly arranged, unbranched,  $2\text{--}5 \mu\text{m}$  diam.

*Tubes:* Hyphae golden yellow to golden brown, thick-walled, unbranched, simple septate,  $2\text{--}5 \mu\text{m}$  diam, subparallel along the tubes. Cystidia and cystidioles absent; basidia clavate, hyaline, with four sterigmata and a simple septum at the base,  $3\text{--}4 \mu\text{m}$  wide.

*Spores:* Basidiospores ellipsoid, frequently collapsed with flattened sides, yellowish thick-walled, smooth, apiculate, IKI–, CB–,  $2.5\text{--}3(3.2) \times 2.0\text{--}3.0 \mu\text{m}$ ,  $L = 2.94 \mu\text{m}$ ,  $W = 2.40 \mu\text{m}$ ,  $Q = 1.0\text{--}1.5$ .

*Notes: Phylloporia solicola* is distinct by the stipitate basidiomata, tiny pores of 9–11 per mm, ellipsoid basidiospores of  $2.5\text{--}3 \times 2\text{--}3 \mu\text{m}$ , and growing on soil.

The phylogeny (Fig. 1) indicated a close relationship between *Phylloporia solicola* and *P. nouraguensis*. However, *P. nouraguensis* differs mainly in its sessile basidiomata and a dimitic hyphal system. *P. terrestris* resembles *P. solicola* by stipitate basidiomata and a monomitic hyphal system, and growing on ground, but its pores are angular and smaller (10–14 per mm), and its stipe is duplex (Zhou 2015b).

## References

- Chen, J.J., Cui, B.K. & Dai, Y.C. (2016) Global diversity and molecular systematics of *Wrightoporia* s.l. (Russulales, Basidiomycota). *Persoonia* 37: 21–36.  
<http://dx.doi.org/10.3767/003158516X689666>
- Chen, J.J., Cui, B.K., Zhou, L.W., Korhonen, K. & Dai, Y.C. (2015) Phylogeny, divergence time estimation, and biogeography of the genus *Heterobasidion* (Basidiomycota, Russulales). *Fungal Diversity* 71: 185–200.  
<http://dx.doi.org/10.1007/s13225-014-0317-2>
- Chen, Y.Y., Zhu, L., Xing, J.H., Cui, B.K. (2017) Three new species of *Phylloporia* (Hymenochaetales) with dimitic hyphal systems from tropical China. *Mycologia* (just-accepted).
- Cui, B.K., Yuan, H.S. & Dai, Y.C. (2010) Two new species of *Phylloporia* (Basidiomycota, Hymenochaetaceae) from China. *Mycotaxon* 113: 171–178.  
<http://dx.doi.org/10.5248/113.171>
- Dai, Y.C. (2010) Hymenochaetaceae (Basidiomycota) in China. *Fungal Diversity* 45: 131–343.  
<http://dx.doi.org/10.1007/s13225-010-0066-9>
- Dai, Y.C. (2012) Polypore diversity in China with an annotated checklist of Chinese polypores. *Mycoscience* 53: 49–80.  
<http://dx.doi.org/10.1007/s10267-011-0134-3>
- Darriba, D., Taboada, G.L., Doallo, R. & Posada, D. (2012) jModelTest 2: more models, new heuristics and parallel computing. *Nature Methods* 9: 772.  
<http://dx.doi.org/10.1038/nmeth.2109>
- Decock, C., Amalfi, M., Robledo, G., Castillo, G. (2013) *Phylloporia nouraguensis*, an undescribed species on Myrtaceae from French Guiana. *Cryptogamie Mycologie* 34: 15–27.

- <https://doi.org/10.7872/crym.v34.iss1.2013.15>
- Decock, C., Yombiyeni, P., Memiaghe, H. (2015) Hymenochaetaceae from the Guineo-Congolian rainforest: *Phylloporia flabelliforma* sp. nov. and *Phylloporia gabonensis* sp. nov., two undescribed species from Gabon. *Cryptogamie Mycologie* 36: 449–467  
<https://doi.org/10.7872/crym/v36.iss4.2015.449>
- Lopes, V.F., Robledo, G.L., Reck, M.A. & Drechsler-Santos E.R. (2016). *Phylloporia spathulata* sensu stricto and two new South American stipitate species of *Phylloporia* (Hymenochaetaceae). *Phytotaxa* 257: 133–148.  
<http://dx.doi.org/10.11646/phytotaxa.257.2.3>
- Gafforov, Y., Tomšovský, M., Langer, E. & Zhou, L.W. (2014) *Phylloporia yuchengii* sp. nov. (Hymenochaetales, Basidiomycota) from Western Tien Shan Mountains of Uzbekistan based on phylogeny and morphology. *Cryptogamie Mycologie* 35: 313–322.  
<http://dx.doi.org/doi/10.7872/crym.v35.iss4.2014.313>
- Gilbertson, R.L. & Ryvarden, L. (1986-1987) North American polypores 1-2. Oslo: Fungiflora. pp. 1–885.
- Góes-Neto, A., Loguercio-Leite, C., Guerrero, R.T. 2005. DNA Extraction from frozen field-collected and dehydrated herbarium fungal basidiomata: performance of SDS and CTAB-based methods. *Biotemas* 18(2): 19–32.
- Guindon, S. & Gascuel, O. (2003) A simple, fast and accurate method to estimate large phylogenies by maximum-likelihood. *Systematic Biology* 52: 696–704.  
<http://dx.doi.org/10.1080/10635150390235520>
- Hall, T.A. (1999) Bioedit: a user-friendly biological sequence alignment editor and analysis program for Windows 95/98/NT. *Nucleic Acids Symposium Series* 41: 95–98.
- Ipuleit, P., Ryvarden, L. (2005) New and interesting polypores from Uganda. *Synopsis Fungorum* 20:87–99.
- Ji, X.H., Vlasák, J., Zhou, L.W., Wu, F., Dai, Y.C. (2017) Phylogeny and diversity of *Fomitiporella* (Hymenochaetales, Basidiomycota). *Mycologia* 109(2): 308–322.  
<https://doi.org/10.1080/00275514.2017.1305943>
- Larkin, M.A., Blackshields, G., Brown, N.P., Chenna, R., McGettigan, P.A., McWilliam, H., Valentin, F., Wallace, I.M., Wilm, A., Lopez, R., Thompson, J.D., Gibson, T.J., Higgins, D.G. (2007) Clustal W and Clustal X 2.0. *Bioinformatics* 23:2947–2948.  
<http://dx.doi.org/10.1093/bioinformatics/btm404>
- Murrill, W.A. (1904) The Polyporaceae of North America 9. *Bull Torrey Bot Club* 31: 593–610.

<http://dx.doi.org/10.2307/2478612>

- Núñez, M. & Ryvarden, L. (2001) East Asian polypores 2. *Synopsis Fungorum* 14: 165–522.
- Pattengale, N.D., Alipour, M., Bininda-Emonds, O.R.P., Moret, B.M.E. & Stamatakis, A. (2010) How many bootstrap replicates are necessary? *Journal of Computational Biology* 17: 337–354.
- Petersen, J.H. (1996) *Farvekort. The Danish Mycological Society's colour-chart*. Greve: Foreningen til Svampekundskabens Fremme. pp. 1–6.
- Ren, G. J., Wu, F. (2017) *Phylloporia lespedezae* sp. nov. (Hymenochaetaceae, Basidiomycota) from China. *Phytotaxa* 299(2): 243–251.  
<http://dx.doi.org/10.11646/phytotaxa.299.2.8>
- Ryvarden, L. (1972) A critical checklist of the Polyporaceae in tropical east Africa. *Norw J Bot* 19: 229–238.
- Ryvarden, L., Gilbertson, R.L. (1994) European polypores 2. *Synopsis Fungorum* 7: 388–743.
- Ryvarden, L., Johansen, I. (1980) A preliminary polypore flora of East Africa. *Fungiflora*, Oslo
- Swofford, D.L. (2002) PAUP\*: Phylogenetic analysis using parsimony (\*and other methods). Version 4.0b10. *Sinauer Associates*, Sunderland, Massachusetts.
- Valenzuela, R., Raymundo, T., Cifuentes, J., Castillo, G., Amalfi, M. & Decock, C. (2011) Two undescribed species of *Phylloporia* from Mexico based on morphological and phylogenetic evidence. *Mycological Progress* 10: 341–349.  
<http://dx.doi.org/10.1007/s11557-010-0707-0>
- Silvestro, D. & Michalak, I. (2012) raxmlGUI: a graphical front-end for RAxML. *Organisms Diversity and Evolution* 12: 335–337.  
<http://dx.doi.org/10.1007/s13127-011-0056-0>
- Stamatakis, A. (2006) RAxML-VI-HPC: maximum likelihood-based phylogenetic analyses with thousands of taxa and mixed models. *Bioinformatics* 22: 2688–2690.  
<http://dx.doi.org/10.1093/bioinformatics/btl446>
- Valenzuela, R., Raymundo, T., Cifuentes, J., Castillo, G., Amalfi, M., Decock, C. (2011) Two undescribed species of *Phylloporia* from Mexico based on morphological and phylogenetic evidence. *Mycological progress* 10(3): 341–349.
- White, T.J., Bruns, T., Lee, S., Taylor, J.W. 1990. Amplification and direct sequencing of ribosomal RNA genes for phylogenetics. In: Innis, M.A, Gelfand, D.H., Sninsky, J.J., White, T.J. *PCR Protocols, a Guide to Methods and Applications*. New York. Academic Press, pp. 315–322.

- Vilgalys, R. & Hester, M. (1990) Rapid genetic identification and mapping of enzymatically amplified ribosomal DNA from several *Cryptococcus* species. *Journal of Bacteriology* 172: 4238–4246.
- Wagner, T. & Ryvarden, L. (2002) Phylogeny and taxonomy of the genus *Phylloporia* (Hymenochaetales). *Mycological Progress* 1: 105–106.  
<http://dx.doi.org/10.1007/s11557-006-0009-8>
- Yombiyeni, P., Balezi, A., Amalfi, M. & Decock, C. (2015) Hymenochaetaceae from the Guineo-Congolian rainforest: three new species of *Phylloporia* based on morphological, DNA sequences and ecological data. *Mycologia* 107 (5): 996–1011.  
<http://dx.doi.org/10.3852/14-298>
- Yombiyeni, P., Decock, C. (2017) Hymenochaetaceae (Hymenochaetales) from the Guineo-Congolian phytocorion: *Phylloporia littoralis* sp. nov. from coastal vegetation in Gabon, with an identification key to the local species. *Plant Ecology and Evolution* 150(2): 160–172.
- Zhou, L.W. (2013) *Phylloporia tiliae* sp. nov. From China. *Mycotaxon* 124: 361–365.  
<https://doi.org/10.5248/124.361>
- Zhou, L.W. (2015a) Four new species of *Phylloporia* (Hymenochaetales, Basidiomycota) from tropical China with a key to *Phylloporia* species worldwide. *Mycologia* 107: 1184–1192. <http://dx.doi.org/10.3852/14-254>
- Zhou, L.W. (2015b) *Phylloporia osmanthi* and *P. terrestris* spp. nov. (Hymenochaetales, Basidiomycota) from Guangxi, South China. *Nova Hedwigia* 100: 239–249.  
[https://doi.org/10.1127/nova\\_hedwigia/2014/0220](https://doi.org/10.1127/nova_hedwigia/2014/0220)
- Zhou, L.W. (2016) *Phylloporia minutipora* and *P. radiata* spp. nov. (Hymenochaetales, Basidiomycota) from China and a key to worldwide species of *Phylloporia*. *Mycological Progress* 15: 57.  
<http://dx.doi.org/10.1007/s11557-016-1200-1>
- Zhou, L.W. & Dai, Y.C. (2012) Phylogeny and taxonomy of *Phylloporia* (Hymenochaetales): new species and a worldwide key to the genus. *Mycologia* 104: 211–222.  
<http://dx.doi.org/10.3852/11-093>

**ANEXO A – Árvore filogenética de *Phylloporia* obtida por análises de  
sequências da região LSU do rDNA cedida por Guangjuan Ren e Yu-Cheng  
Dai, pers. com**

