



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

VIRTON RODRIGO TARGINO DE OLIVEIRA

**HYMENOCHAETACEAE POROIDE EM ÁREAS DE MATA ATLÂNTICA NO  
NORDESTE DO BRASIL**

Recife  
2020

VIRTON RODRIGO TARGINO DE OLIVEIRA

**HYMENOGYMIETACEAE POROIDE EM ÁREAS DE MATA ATLÂNTICA NO  
NORDESTE DO BRASIL**

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

**Área de concentração:** Ecologia e Taxonomia.

**Orientador:** Prof<sup>o</sup>. Dra. Tatiana Baptista Gibertoni

**Coorientador:** Dr. Vitor Xavier de Lima

Recife, 2020

Catálogo na Fonte:  
Bibliotecário Bruno Márcio Gouveia, CRB-4/1788

Oliveira, Virton Rodrigo Targino de  
Hymenochaetaceae poroide em áreas da Mata Atlântica no Nordeste do Brasil /  
Virton Rodrigo Targino de Oliveira. - 2020.

96 f. : il.

Orientadora: Profa. Dra. Tatiana Baptista Gibertoni.

Coorientador: Dr. Vitor Xavier de Lima.

Dissertação (mestrado) – Universidade Federal de Pernambuco. Centro  
de Biociências. Programa de Pós-graduação em Biologia de Fungos,  
Recife, 2020.

Inclui referências.

1. Fungos. 2. Taxonomia. 3. Mata atlântica. I. Gibertoni, Tatiana Baptista (orientadora). II. Lima, Vitor Xavier de (coorientador). III. Título.

579.5

CDD (22.ed.)

UFPE/CB-2021-038

VIRTON RODRIGO TARGINO DE OLIVEIRA

**HYMENOGYMIETACEAE POROIDE EM ÁREAS DE MATA ATLÂNTICA NO  
NORDESTE DO BRASIL**

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

Aprovada em: 19/02/2020.

**BANCA EXAMINADORA**

---

Prof<sup>a</sup>. Dra. Tatiana Baptista Gibertoni (Orientadora)  
Universidade Federal de Pernambuco

---

Prof<sup>a</sup>. Dra. Elaine Malosso (Examinadora Interna)  
Universidade Federal de Pernambuco

---

Prof<sup>o</sup>. Dr. Roger Fagner Ribeiro Melo (Examinador Externo)  
Universidade Federal de Pernambuco

## **AGRADECIMENTOS**

Agradeço a Deus pela vida e pelas oportunidades que surgem em minha trajetória.

Aos meus pais, Eilson Oliveira e Maria Antonia Targino, e a minha irmã Vitoria, pelo apoio em todas as minhas decisões. À minha família de modo geral, sei que torcem por mim.

A Lidiana e Claudio, que desde a graduação se tornaram para mim uma segunda família, agradeço pelo apoio sempre.

A Tatiana pela paciência durante todo o mestrado e por ter aceitado me orientar, e a Vitor, pela coorientação, o apoio de vocês foi essencial para a elaboração deste trabalho.

A José Oliveira Filho, pelas inúmeras ajudas prestadas e por todos os conselhos me dado. Agradeço pelo acolhimento em Recife e por tudo que fez por mim durante esse período.

A Wanderson, Rhaldney, Nicole, Duda e Ingrid, que tive o prazer de conhecer no Simpósio Micológico do Semiárido em Petrolina, sem dúvidas contribuíram para que eu me empolgasse ainda mais com o programa de pós-graduação em Biologia de Fungos e me ajudaram a fazer parte dele.

Ao laboratório de Basidiomycota, pela acolhida, aprendizado e ajuda em todos os momentos que precisei. Em especial a Renato, que esteve sempre disponível a tirar minhas dúvidas e me orientou em grande parte das técnicas utilizadas na elaboração desta pesquisa.

Aos amigos do mestrado, agradeço a todos por terem tornado minha mudança para Recife um acontecimento mais leve. A Layanne, Isaias, Giselle, Renan, Leslie, Juciele e Eliude pelos finais de tardes felizes.

Aos amigos do Residência das Palmeiras, pela amizade e pelos momentos de descontração após dias cansativos.

Ao programa de pós-graduação em Biologia de Fungos pelo aprendizado e oportunidades e ao CNPq pela concessão da bolsa de estudos.

Obrigado!

## RESUMO

Hymenochaetaceae é uma família de Agaricomycetes (Basidiomycota) distinguida pela característica coloração marrom ferrugínea do basidioma e reação xantocróica positiva. Possui grande importância ecológica e sua eficiência em pesquisas na área médica, alimentícia e biotecnológica tem sido comprovada nos últimos anos. Diversos trabalhos têm sido realizados sobre a diversidade de Hymenochaetaceae, entretanto, análises filogenéticas mostram que na família há grandes complexos morfológicos que necessitam de atenção especial. Com isso, objetivou-se ampliar o conhecimento acerca da diversidade dos exemplares poroides de Hymenochaetaceae em áreas de Mata Atlântica no Nordeste do Brasil. Foram coletados 168 espécimes de Hymenochaetaceae na Reserva Biológica (REBIO) de Pedra Talhada em Alagoas, no Parque Nacional e Histórico (PARNAH) de Monte Pascoal na Bahia, no Refúgio Ecológico Charles Darwin e em áreas situadas nas zonas urbanas de Recife e Olinda em Pernambuco, todas sob o domínio da Mata Atlântica. Após análises morfológicas, moleculares, ecológicas e filogenéticas os exemplares foram distribuídos em 10 gêneros: *Coltricia*, *Fomitiporia*, *Fomitiporella*, *Fulvifomes*, *Fuscoporia*, *Inonotus*, *Phellinus*, *Phellinidium*, *Phylloporia* e *Tropicoporus*. Algumas espécies representaram novo registro para seu estado de coleta, para a região Nordeste ou para o Brasil, além da presença de novas espécies para a ciência. As análises ecológicas mostraram que não houve diferença significativa em relação à composição da família na REBIO e PARNAH, indicando que este táxon pode não ser um bom indicador de qualidade ambiental para a Mata Atlântica. As análises moleculares apontam que ainda existem complexos taxonômicos em Hymenochaetaceae, com espécies crípticas que necessitam de análises morfológicas e filogenéticas mais detalhadas para a sua resolução.

**Palavras-chave:** Basidiomycota. Fungos poroides. Taxonomia.

## ABSTRACT

Hymenochaetaceae is a family of Agaricomycetes (Basidiomycota) distinguished by the characteristic rust brown color of basidioma and positive xanthroic reaction. It has ecological importance and its efficiency in medical, food and biotechnology research has been proven in recent years. Several studies have been performed on the diversity of Hymenochaetaceae, however, phylogenetic analyses show that in the family there are large morphological complexes that need special attention. Thus, the objective of this work was to broaden the knowledge about the diversity of poroid Hymenochaetaceae in Atlantic Forest areas in Northeast Brazil. One hundred sixty eight specimens of Hymenochaetaceae were collected in the Pedra Talhada Biological Reserve in Alagoas, the Monte Pascoal National and Historical Park in Bahia, the Charles Darwin Ecological Refuge and areas located in the urban areas of Recife and Olinda in Pernambuco, all under the domain of the Atlantic Forest. After morphological, molecular, ecological and phylogenetic analyses, the specimens were distributed in 10 genera: *Coltricia*, *Fomitiporia*, *Fomitiporella*, *Fulvifomes*, *Fuscoporia*, *Inonotus*, *Phellinus*, *Phellinidium*, *Phylloporia* and *Tropicoporus*. Some species represented a new record for their state of collection, for the Northeast region or for Brazil, besides the presence of new species for science. Ecological analyses showed that there was no significant difference regarding family composition in Pedra Talhada and Monte Pascoal, indicating that this may not be a good indicator of environmental quality for the Atlantic Forest. Molecular analyses indicate that there are still taxonomical complexes in Hymenochaetaceae, with cryptic species that need more detailed morphological and phylogenetic analyzes for their resolution.

**Keywords:** Basidiomycota. Poroid fungi. Taxonomy.

## LISTA DE FIGURAS

### ANÁLISE E DISCUSSÃO DE DADOS

Figura 1 – Árvore filogenética dos gêneros de Hymenochaetaceae .....	36
Figura 2 – Árvore filogenética de <i>Fomitiporia</i> .....	41
Figura 3 – Basidioma de <i>Fomitiporella</i> sp.....	44
Figura 4 – Árvore filogenética de <i>Fomitiporella</i> .....	44
Figura 5 – Basidioma de <i>F. rythiphloeus</i> .....	47
Figura 6 – Basidioma de <i>F. thailandicus</i> .....	47
Figura 7 – Árvore filogenética de <i>Fulvifomes</i> .....	48
Figura 8 – Basidioma de <i>Fuscoporia</i> sp.....	51
Figura 9 – Poros da superfície himenial de <i>Fuscoporia</i> sp .....	51
Figura 10 – Árvore filogenética de <i>Fuscoporia</i> .....	52
Figura 11 – Basidioma de <i>Inonotus</i> sp.....	54
Figura 12 – Árvore filogenética de <i>Inonotus</i> .....	55
Figura 13 – Basidioma de <i>Phylloporia</i> sp.....	58
Figura 14 – Basidioma de <i>Phylloporia</i> sp.....	58
Figura 15 – Basidioma de <i>Phylloporia</i> sp.....	59
Figura 16 – Árvore filogenética de <i>Phylloporia</i> .....	59
Figura 17 – Basidioma de <i>Tropicoporus</i> sp. em campo .....	64
Figura 18 – Basidioma de <i>Tropicoporus</i> sp.....	64
Figura 19 – Árvore filogenética de <i>Tropicoporus</i> .....	65
Figura 20 – Porcentagem de espécimes coletados na REBIO e no PARNAH .67	
Figura 21 – Gêneros em áreas antropizadas e nativas da REBIO e PARNAH.67	
Figura 22 – Sobreposição de polígonos entre a REBIO e o PARNAH .....	68
Figura 23 –Sobreposição de polígonos entre as áreas antropizadas e nativas	69

## **LISTA DE TABELAS**

### **FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA**

Tabela 1 – Gêneros e espécies de hymenochaetaceae poroides .....16

### **ANÁLISE E DISCUSSÃO DE DADOS**

Tabela 2 – Identificação dos espécimes coletados, local de coleta e status.....33

## SUMÁRIO

<b>1 INTRODUÇÃO</b> .....	<b>11</b>
1.1 OBJETIVOS.....	12
1.1.1 Geral.....	12
1.1.2 Específicos.....	13
<b>2 FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA</b> .....	<b>14</b>
2.1 FAMÍLIA HYMENOGASTRACEAE.....	14
2.2 HYMENOGASTRACEAE NA MATA ATLÂNTICA.....	15
2.2.1 <i>Coltricia</i> .....	21
2.2.2 <i>Coltriciella</i> .....	22
2.2.3 <i>Fomitiporia</i> .....	22
2.2.4 <i>Fomitiporella</i> .....	23
2.2.5 <i>Fulvifomes</i> .....	23
2.2.6 <i>Fuscoporia</i> .....	24
2.2.7 <i>Inonotus</i> .....	24
2.2.8 <i>Phellinus</i> .....	25
2.2.9 <i>Phellinotus</i> .....	25
2.2.10 <i>Phylloporia</i> .....	26
2.2.11 <i>Pyrrhoderma</i> .....	26
2.2.12 <i>Tropicoporus</i> .....	27
<b>3 MÉTODO</b> .....	<b>28</b>
3.1 ÁREA DE COLETA.....	28
3.2 COLETAS E PRESERVAÇÃO.....	29
3.3 ANÁLISE MORFOLÓGICA.....	29
3.4 ANÁLISE MOLECULAR.....	30
3.5 ANÁLISE FILOGENÉTICA.....	31
3.6 ANÁLISE ECOLÓGICA.....	32
<b>4 ANÁLISE E DISCUSSÃO DE DADOS</b> .....	<b>33</b>
4.1 <i>Coltricia</i> .....	40
4.2 <i>Fomitiporia</i> .....	40
4.3 <i>Fomitiporella</i> .....	44
4.4 <i>Fulvifomes</i> .....	46
4.5 <i>Fuscoporia</i> .....	49

4.6 <i>Inonotus</i> .....	53
4.7 <i>Phellinus</i> .....	56
4.8 <i>Phylloporia</i> .....	57
4.9 <i>Tropicoporus</i> .....	63
4.10 ANÁLISE ECOLÓGICA.....	66
<b>5 CONSIDERAÇÕES FINAIS.....</b>	<b>70</b>
<b>REFERÊNCIAS .....</b>	<b>71</b>
<b>APÊNDICE A.....</b>	<b>83</b>

## 1 INTRODUÇÃO

Hymenochaetaceae é uma família de Agaricomycetes (Basidiomycota) distinguida pela característica coloração marrom ferrugínea do basidioma e reação xantocróica positiva, ficando o basidioma enegrecido uma vez em contato com o hidróxido de potássio (KOH) (Ryvarden & Johansen, 1980; Ryvarden, 2004). Apresentam basidioma estipitado, pileado ou ressupinado, himenóforo hidnoide, liso ou poroide, sistema hifálico monomítico ou dimítico, hifas com septos simples, frequentemente setas e esporos geralmente lisos, raramente ornamentados (Ryvarden, 2004). Tem distribuição cosmopolita, atuando principalmente na decomposição da madeira, mas podem formar associações ectomicorrízicas ou ser parasitas, apresentando muitas espécies patogênicas em florestas do mundo todo (Ryvarden & Johansen, 1980; Rajchenberg *et al.*, 2015). Além da importância ecológica, sua eficiência na área médica, alimentícia e biotecnológica tem sido verificada (Shon *et al.*, 2002; Boa, 2004; Lemieszek *et al.*, 2011; Gründemann *et al.*, 2016; Kovács *et al.*, 2017; Kinnunen *et al.*, 2017; Baek *et al.*, 2018; Chepkirui *et al.*, 2018; Takahashi *et al.*, 2018; Thanh *et al.*, 2018; Angelini *et al.*, 2019; Cheng *et al.*, 2019; Wang *et al.*, 2019; Wang *et al.*, 2019; Yang *et al.*, 2019).

Adicionalmente, o conhecimento sobre a taxonomia e filogenia da família tem aumentado gradualmente (Wagner & Fischer, 2001; Dai *et al.*, 2008; Yombiyeni *et al.*, 2011; Zhou & Dai, 2012; Cui & Decock, 2013; Rajchenberg *et al.*, 2015; Wu *et al.*, 2015; Coelho *et al.*, 2016; Drechsler-Santos *et al.*, 2016; Zhou *et al.*, 2016; Chen & Yuan, 2017; Ji *et al.*, 2017; Ren & Wu, 2017; Pildain *et al.*, 2018; Bittencourt *et al.*, 2018; Salvador-Montoya *et al.*, 2018; Chen *et al.*, 2019; Rajchenberg *et al.*, 2019; Wu *et al.*, 2019). Até o momento, foram descritos 47 gêneros e aproximadamente 1024 espécies para Hymenochaetaceae em todo o mundo (Wu *et al.*, 2016; Zhou *et al.*, 2018; Catalogue of Life, 2019), dos quais 37 possuem representantes poroides (Ellis & Everhart, 1889; Corner, 1932; Parmasto, 1973; Figueroa & Bondarceva 1982; Fiasson & Niemelä, 1984; Teixeira, 1989; Ryvarden, 1991; Niemelä *et al.*, 2001; Ryvarden, 2004; Ghobad-Nejhad & Kotiranta, 2008; Parmasto, 2010; Yombiyeni & Douanla-Meli, 2011; Rajchenberg *et al.*, 2015; Campos-Santana *et al.*, 2015; Drechsler-Santos *et al.*, 2016; Pires & Gugliotta, 2016; Zhou *et al.*, 2016; Jang *et al.*, 2016; Yurchenko & Wu, 2016; Wu *et al.*, 2016; Zhou *et al.*, 2018). Para a Mata Atlântica

brasileira, são aproximadamente 103 espécies e, para este mesmo bioma, exclusivamente na região Nordeste do país, o número de espécies poroides é de 53 (Baltazar & Gibertoni, 2009; Wu *et al.*, 2019; Flora do Brasil, 2019).

A Mata Atlântica é um bioma brasileiro que originalmente cobria 15% do território nacional, com 1.296.446 km<sup>2</sup>, abrangendo totalmente ou parcialmente os estados de Alagoas, Bahia, Ceará, Espírito Santo, Goiás, Minas Gerais, Mato Grosso do Sul, Paraíba, Pernambuco, Piauí, Paraná, Rio de Janeiro, Rio Grande do Norte, Rio Grande do Sul, Santa Catarina, São Paulo e Sergipe (MMA, 2010). Pelo fato de se estender ao longo de toda a zona costeira do país, a Mata Atlântica sofreu os impactos dos diversos ciclos econômicos pelos quais o Brasil passou durante sua história e, como resultado, é hoje considerado como o provável bioma mais devastado e ameaçado de todo o planeta, sofrendo um ritmo de mudanças que está entre os mais rápidos já observados e exigindo o quanto antes a elaboração de ações que visem sua conservação (Cardoso, 2016). Atualmente, a vegetação remanescente real da Mata Atlântica varia em torno de 28% (Rezende *et al.*, 2018).

Mesmo estando tão reduzida e fragmentada, a Mata Atlântica ainda possui uma considerável diversidade biológica, detendo de 1 a 8% da biodiversidade mundial, muitas vezes distribuída em áreas ainda pouco conhecidas do ponto de vista científico, e possuindo espécies com caráter de endemia (Silva & Casteleti, 2005; MMA, 2010). Desse modo, a distribuição biogeográfica de seus organismos é pouco conhecida e não se sabe praticamente nada sobre como eles respondem às propriedades climáticas que envolvem os ecossistemas onde são encontrados (Xavier de Lima *et al.*, 2018).

## 1.1 OBJETIVOS

### 1.1.1 Geral

Ampliar o conhecimento acerca da diversidade dos exemplares poroides da família Hymenochaetaceae em áreas de Mata Atlântica no Nordeste do Brasil.

### **1.1.2 Específicos**

- Conhecer os representantes de Hymenochaetaceae (poroide) em áreas selecionadas da Mata Atlântica por meio de análises morfológicas e moleculares;
- Conhecer a distribuição da família em áreas nativas e antropizadas.

## 2 FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA

### 2.1 FAMÍLIA HYMENOGHAETACEAE

A família Hymenochaetaceae foi originalmente descrita por Donk em 1964 e tradicionalmente apresentava nove gêneros poroides: *Aurificaria* D.A. Reid, *Coltricia* Gray, *Cyclomyces* Kunze ex Fries, *Hydnochaete* Bresadola, *Inonotus* P. Karsten, *Phellinus* Quélet, *Phylloporia* Murrill e *Pyrrhoderma* Imazeki (Ryvarden, 1991). É facilmente reconhecida pela coloração marrom do basidioma, entretanto, para a distinção ao nível de espécie, é necessária a realização de análises de suas estruturas microscópicas (Ryvarden, 2004).

Caracterizada como habitante de madeira, pode, raramente, ser ectomicorrízica facultativa, com basidioma variando entre estipitado a ressupinado, coloração geralmente em tons de marrom, raramente outras cores, anual ou perene, com himenóforo liso variando entre hidnoide a poroide, sistema hifálico monomítico a dimítico com hifas generativas de paredes finas e com septos simples, hifas esqueléteas presentes em muitos gêneros, de paredes grossas e coloração variando entre amarelo e marrom, setas hifais de paredes grossas presentes em muitas espécies, embebida ou se projetando dentro do himênio, cistídios nunca presentes; setas pontiagudas presentes em muitas espécies, normalmente simples, retas e de origem tramal, mas comumente presentes como setas himeniais se projetando além do basídio, basidiosporos lisos, raramente ornamentados, de paredes finas ou grossas, geralmente negativo em reagente de Melzer, mas positivo (dextrinoide) em algumas espécies. Todas as espécies sapróbias causam podridão branca (Ryvarden & Johansen, 1980; Ryvarden, 2004; Larsson *et al.*, 2006).

Adicionalmente, espécies de Hymenochaetaceae apresentam um grupo de compostos orgânicos chamados de estilipironas, muito semelhantes a compostos encontrados em plantas e que, provavelmente, são usados como forma de defesa (Larsson *et al.*, 2006). A distribuição desse composto em Hymenochaetaceae foi usada por muito tempo para a classificação da família, juntamente com análises morfológicas (Fiasson, 1982; Fiasson & Niemelä, 1984).

Com o trabalho de Wagner & Fischer (2001), usando a biologia molecular para analisar espécies de Hymenochaetaceae, deu-se início a uma melhor delimitação

taxonômica para a família e hoje, no mundo todo, diversos trabalhos vem contribuindo anualmente para a resolução dos complexos ainda existentes, bem como descrições de novos gêneros e espécies (Wagner & Fischer, 2002a,b; Larsson *et al.*, 2006; Dai *et al.*, 2008; Dai, 2010; Yombiyeni *et al.*, 2011; He & Dai, 2012; Zhou & Dai, 2012; Cui & Decock, 2013; Polemis, *et al.*, 2013; Rajchenberg *et al.*, 2015; Wu *et al.*, 2015; Coelho *et al.*, 2016; Drechsler-Santos *et al.*, 2016; Zhou *et al.*, 2016; Chen & Yuan, 2017; Ji *et al.*, 2017; Ren & Wu, 2017; Pildain *et al.*, 2018; Bittencourt *et al.*, 2018; Salvador-Montoya *et al.*, 2018; Chen *et al.*, 2019; Rajchenberg *et al.*, 2019; Wu *et al.*, 2019).

## 2.2 HYMENOCHAETACEAE POROIDE NA MATA ATLÂNTICA

Um dos primeiros trabalhos a listar espécies de Hymenochaetaceae poroides em áreas de Mata Atlântica foi realizado por Góes-Neto *et al.* (1999) em uma revisão histórica sobre diversidade de políporos no estado da Bahia. No trabalho são apresentadas *Cyclomyces iodinus*, *C. tabacinus*, *Inonotus patouillardii*, *I. radiatus*, *I. splitbergeri*, *Phellinus badius*, *P. caryophylleus*, *P. caryophylli*, *P. contiguus*, *P. discipes*, *P. fastuosus*, *P. gilvus*, *P. inamaenus*, *P. lamaensis*, *P. nilgheriensis*, *P. rhabarbarinus*, *P. rimosus*, *P. robiniae*, *P. senex*, *P. torulosus*, *P. umbrinellus*, *Phylloporia chrysite*, *P. frutica*, *P. pectinata* e *P. spathulata*, todas datadas de 1940. Ainda neste mesmo trabalho, os autores apresentam resultados de coletas realizadas em área de Mata Atlântica em uma reserva no sul da Bahia entre 1993 e 1994, relatando *Phellinus piptadeniae*, *P. sancti-georgii* e *P. wahlbergii*.

Desde então, outros trabalhos com fungos também têm sido desenvolvidos na região Nordeste do Brasil e no bioma Mata Atlântica e alguns deles registram espécies poroides da família Hymenochaetaceae para diversos estados, como as publicações de Góes-Neto *et al.* (2000), Gibertoni *et al.* (2003), Torres-Silva & Gibertoni (2006), Baltazar & Gibertoni (2009), Baltazar *et al.* (2010), Baltazar *et al.* (2012), Gomes-Silva *et al.* (2012), Lira *et al.* (2015), Drechsler-Santos *et al.* (2016), Crous *et al.* (2018), Jayawardena *et al.* (2019), Wu *et al.* (2019) e Yuan *et al.* (2020). Os gêneros mencionados são 12: *Coltricia*, *Coltriciella* Murrill, *Fomitiporia* Murrill, *Fomitiporella* Murrill, *Fulvifomes* Murrill, *Fuscoporia* Murrill, *Inonotus*, *Phellinus*, *Phellinotus* Drechsler-Santos, Robledo & Rajchenberg, *Pyrrhoderma*, *Phylloporia* e *Tropicoporus*

L.W. Zhou, Y.C. Dai & Sheng H. Wu. É importante salientar que o avanço das análises moleculares no Brasil e no mundo levou à reclassificação e redeterminação de várias espécies e gêneros da família (Tabela 1).

Tabela 1 – Lista atualizada de gêneros e espécies de Hymenochaetaceae poroides coletados em áreas de Mata Atlântica do Nordeste brasileiro.

<b>Gênero/Espécie</b>	<b>Estado</b>	<b>Referências</b>
<b><i>Coltricia</i> S. F. Gray</b>		
<b><i>C. cinnamomea</i></b>	PB, PE, SE e RN	Baltazar & Gibertoni, 2009; Baltazar <i>et al.</i> , 2010; Gomes-Silva <i>et al.</i> , 2012; Lira <i>et al.</i> , 2015.
<b><i>C. focicola</i></b>	PB e RN	
<b><i>C. hamata</i></b>	PB	
<b><i>C. permollis</i></b>	PB e SE	
<b><i>C. velutina</i></b>	PE	
<b><i>Coltriciella</i> Murrill</b>		
<b><i>C. navispora</i></b>	PB e PE	Baltazar & Gibertoni, 2009; Lira <i>et al.</i> , 2015.
<b><i>Fomitiporia</i> Murrill</b>		
<b><i>F. apiahyna</i></b>	BA e PE	Baltazar & Gibertoni, 2009; Lira <i>et al.</i> , 2015.
<b><i>F. baccharidis</i></b>	AL, BA, CE, PB, PE e RN	

---

<b><i>F. maxonii</i></b>	PE e RN	
--------------------------	---------	--

---

<b><i>Fomitiporella</i> Murrill</b>		
<b><i>F. caryophylli</i></b>	BA	Góes-Neto, 1999; Baltazar & Gibertoni, 2009;
<b><i>F. pertenuis</i></b>	AL	Lira <i>et al.</i> , 2015; Crous <i>et al.</i> , 2018.
<b><i>F. umbrinella</i></b>	AL, BA, PB, PE, RN e SE	

---

<b><i>Fulvifomes</i> Murrill</b>		
<b><i>F. fastuosus</i></b>	AL, BA, PB, PE e RN	
<b><i>F. grenadensis</i></b>	AL, BA, PE e RN	
<b><i>F. kawakamii</i></b>	AL	Góes-Neto, 1999; Góes-Neto <i>et al.</i> , 2000;
<b><i>F. mangrovicus</i></b>	PE	Torres-Silva & Gibertoni, 2006;
<b><i>F. melleoporus</i></b>	BA e RN	Baltazar & Gibertoni, 2009;
<b><i>F. membranaceus</i></b>	BA e PE	Lira <i>et. al.</i> , 2015, Jayawardena <i>et al.</i> ,
<b><i>F. merrillii</i></b>	BA e PE	2019.
<b><i>F. nilgheriensis</i></b>	BA e PE	
<b><i>F. rhytiphloeus</i></b>	BA, PE e RN	
<b><i>F. rimosus</i></b>	BA, PB, PE e RN	

---

---

<i>F. robiniae</i>	BA	
--------------------	----	--

---

<b><i>Fuscoporia</i> Murrill</b>		
<i>F. chrysea</i>	PE	
<i>F. contigua</i>	AL, BA e PE	
<i>F. discipes</i>	BA	
<i>F. ferrea</i>	CE e PE	Góes-Neto, 1999; Góes-Neto, 2000; Torres-Silva & Gibertoni, 2006;
<i>F. ferruginosa</i>	PE e RN	Baltazar & Gibertoni, 2009;
<i>F. formosana</i>	PE	Baltazar e <i>et al.</i> , 2012;
<i>F. gilva</i>	AL, BA, CE, PB, PE, RN e SE	Lira <i>et al.</i> , 2015; Yuan <i>et al.</i> , 2020.
<i>F. licnoides</i>	PB e PE	
<i>F. marquesiana</i>	BA	
<i>F. rhabarbarina</i>	BA	
<i>F. scruposa</i>	AL, PE	
<i>F. semiarida</i>	BA	
<i>F. senex</i>	BA e PE	
<i>F. torulosa</i>	BA	

---

---

<i>F. undulata</i>	AL	
<i>F. wahlbergii</i>	BA	

---

***Inonotus* P. Karsten**

<i>I. calcitratus</i>	BA, CE, PB e PE	Góes-Neto, 1999;
<i>I. dentatus</i>	CE	Góes-Neto <i>et al.</i> , 2000;
<i>I. luteoumbrinus</i>	BA e PE	Gibertoni, 2003;
<i>I. patouillardii</i>	BA e PE	Baltazar & Gibertoni, 2009;
<i>I. pseudoglomeratus</i>	PE	Baltazar <i>et al.</i> , 2012;
<i>I. portoricensis</i>	AL, BA e PE	Lira <i>et al.</i> , 2015.
<i>I. radiatus</i>	BA	
<i>I. splitgerberi</i>	BA e PE	
<i>I. venezuelicus</i>	RN	

---

***Phellinus* Quélet**

<i>P. aureobrunneus</i>	PE	
<i>P. badius</i>	BA	

---

<i>P. caryophylleus</i>	BA	Góes-Neto, 1999;
<i>P. ferrugineovelutinus</i>	PB, PE e RN	Góes-Neto, <i>et al.</i> , 2000;
<i>P. inamaenus</i>	BA	Baltazar & Gibertoni, 2009;
<i>P. macrosporus</i>	PE	Lira <i>et al.</i> , 2015.
<i>P. palmicola</i>	BA	
<i>P. roseocinereus</i>	PE	
<i>P. sancti-georgii</i>	BA	
<i>P. shaferi</i>	AL, BA e PE	
<hr/>		
<b><i>Phellinotus</i> Drechsler- Santos, Robledo &amp; Rajchenb.</b>		Góes-Neto, 1999;
<i>P. piptadeniae</i>	BA, CE e PE	Baltazar & Gibertoni, 2009;
		Lira <i>et al.</i> , 2015.
<hr/>		
<b><i>Pyrrhoderma</i> Imazeki</b>		
<i>P. lamaense</i>	BA	Góes-Neto, 1999.
<hr/>		
<b><i>Phylloporia</i> Murrill</b>		
<i>P. atlantica</i>	PE	Góes-Neto, 1999;

<b><i>P. chrysites</i></b>	CE, PE e RN	Góes-Neto <i>et al.</i> , 2000;
<b><i>P. fruticosa</i></b>	BA e PB	Baltazar & Gibertoni, 2009;
<b><i>P. montana</i></b>	PB	Baltazar <i>et al.</i> , 2012;
<b><i>P. pectinata</i></b>	BA, PE e RN	Lira <i>et al.</i> , 2015;
<b><i>P. solicola</i></b>	PE	Wu <i>et al.</i> , 2019.
<b><i>P. spathulata</i></b>	BA, PB e PE	
<hr/>		
<b><i>Tropicoporus</i> L.W. Zhou, Y.C. Dai &amp; Sheng H. Wu</b>	PE	
<b><i>T. dependens</i></b>	AL, BA, CE, PB, PE e SE	Lira <i>et al.</i> , 2015.
<b><i>T. linteus</i></b>		

Fonte: O autor (2020).

### 2.2.1 *Coltricia*

*Coltricia* possui um basidioma anual, estipitado, macio quando fresco e rígido depois de seco, superfície do píleo variando entre amarelada a marrom, em muitas espécies acinzentada com a idade. A superfície do poro varia entre tons de canela a marrom, com poros angulares, de médio a largos, estipe normalmente central. O sistema hifálico é monomítico com hifas generativas de septos simples, esporos cilíndricos a elipsoides, variando sua coloração entre amarelo dourado e marrom (Ryvarden, 2004).

Não se conhece bem o hábito de muitas espécies de *Coltricia* que, em sua maioria, crescem diretamente no solo, podendo formar associações ectomicorrízicas com diferentes famílias de plantas, semelhante em alguns aspectos a *Coltriciella*, que também apresenta essa característica (Tedersoo *et al.*, 2007a, b; Bian *et al.*, 2016). Estudos morfológicos e principalmente filogenéticos têm contribuído para um melhor esclarecimento de gênero, como a sua monofilia, por exemplo, visto que durante muito tempo *Coltricia* e *Coltriciella* foram considerados um único gênero (Wagner & Fisher, 2001, 2002; Larsson *et al.*, 2006; Tedersoo *et al.*, 2007; Baltazar & Silveira, 2012; Zhou & Tedersoo, 2012; Bian *et al.*, 2016).

### **2.2.2 *Coltriciella***

*Coltriciella* possui basidioma pequeno, anual, estipitado ou pendente, com um estipe fino e uma base cônica alongada, superfície do píleo zonada, contexto esponjoso, fibroso, de coloração marrom enferrujado, superfície dos poros também marrom com tubos angulares, 2 – 3 poros por milímetro, sistema hifálico monomítico com hifas generativas de septos simples, sem setas, esporos elipsoides com finas ornamentações e de coloração amarelada e ferruginosa (Murrill, 1904; Ryvarden, 2004).

*Coltriciella* é o grupo irmão de *Coltricia*, separado deste e classificado como um distinto novo gênero por Wagner & Fisher (2002). Desde então, novas espécies e revisões de materiais têm sido publicadas (Dai & Li, 2012; Valenzuela, *et al.*, 2012; Bian & Dai, 2015; Susan *et al.*, 2018).

### **2.2.3 *Fomitiporia***

Espécies de *Fomitiporia* possuem um himênio rígido, ressupinado a pileado, perene, contexto fino de coloração marrom, tubos também marrons, estratificados e geralmente de paredes espessas e inteiros, esporos de formato variando entre globosos a elipsoidais, lisos, hialinos, hifas geralmente de coloração marrons, setas são raras ou ausentes e cistidíolos em forma de ampola no himênio (Murrill, 1907; Wagner & Fisher, 2001; Amalfi *et al.*, 2012).

O conhecimento sobre a taxonomia, filogenia e biogeografia de *Fomitiporia* têm aumentado gradualmente e novos táxons surgem a partir de complexos deste gênero (Amalfi *et al.*, 2010). Análises moleculares têm ajudado na resolução dos complexos e na elucidação sobre o posicionamento das espécies (Decock *et al.*, 2005; Jeong *et al.*, 2005; Decock *et al.*, 2007; Amalfi *et al.*, 2012; Campos-Santana *et al.*, 2014; Ota *et al.*, 2014; Chen & Cui, 2017).

#### **2.2.4 *Fomitiporella***

*Fomitiporella* foi descrita e tipificada por Murrill (1907) e inclui basidiomas perenes, ressupinados e inseparáveis, com um subículo fino, tubos estratificados e basidiosporos de coloração marrom (Ji *et al.*, 2017).

*Fomitiporella* foi durante muito tempo classificada como sinônimo de *Phellinus* e apenas com o trabalho de Wagner & Fisher (2002) o gênero foi confirmado (Pildain *et al.*, 2018). Desde então, muitos trabalhos têm sido realizados sobre a filogenia do gênero e novas espécies têm sido descritas gradualmente (Zhou, 2014; Ji *et al.*, 2017, 2018).

#### **2.2.5 *Fulvifomes***

Os representantes de *Fulvifomes* apresentam um basidioma anual a perene, pileado, efuso-reflexo ou ressupinado, podendo ser solitário ou imbricado, com consistência de cortiça ou dura, superfície do píleo tomentosa ou glabra, com ou sem crusta, o contexto pode ser homogêneo ou duplex e o sistema de hifas dos tipos monomítico ou dimítico com hifas generativas apresentando septos simples, setas ausentes, esporos variando entre o subgloboso e elipsoide e de coloração variando entre amarelado e marrom, com paredes bastante espessas a grossas (Wagner & Fisher, 2002; Dai, 2010; Zhou, 2014).

Foi inicialmente tipificado por *Pyropolyporus robiniae* por Murrill (1914) e durante muito tempo considerado sinônimo de *Phellinus* (Ryvarden, 1991; Ryvarden, 2004). Sua classificação genérica em Hymenochaetaceae foi confirmada com a utilização de filogenia molecular baseada da região nLSU e ITS (Wagner & Fisher, 2002; Zhou, 2014). Desde então, diversos trabalhos têm descrito novas espécies em

diferentes regiões (Zhou, 2014, 2015; Ji *et al.*, 2017; Salvador-Montoya *et al.*, 2018; Olou *et al.*, 2019).

### **2.2.6 *Fuscoporia***

O gênero *Fuscoporia* foi originalmente proposto por Murrill (1907) e apresenta himenóforo ressupinado a pileado, contexto fino e marrom, tubos também marrons e não estratificados, sistema hifálico dimítico, poros usualmente regulares pequenos e de parede fina, esporos variando entre globoso a ovoide, liso e hialino, cystídios quase sempre presentes. Hifas com presença de cristais são abundantes nos dissepimentos (Fiasson & Niemelä, 1984; Wagner & Fisher 2001; Yuan *et al.*, 2020).

*Fuscoporia* tem como espécie tipo *F. ferruginosa* e também era considerada sinônimo de *Phellinus* (Ryvarden & Gilbertson, 1994; Chen *et al.* 2019). Subsequentemente, análises moleculares confirmaram o gênero como monofilético e novas espécies ou combinações são descritas constantemente no gênero (Wagner & Fisher 2001, 2002; Groposo *et al.*, 2007; Raymundo *et al.*, 2012; Pires *et al.*, 2015; Chen *et al.*, 2019)

### **2.2.7 *Inonotus***

Espécimes deste gênero possuem basidioma anual variando de ressupinado a efuso-reflexo, séssil, mas raramente podendo ser lateralmente estipitado, de coloração variando entre amarelada a marrom avermelhada, contexto marrom e sistema hifálico monomítico, com hifas de septos simples. Algumas espécies podem apresentar setas hifais presentes no contexto ou trama, e igualmente, algumas espécies podem apresentar setas himeniais. Possuem esporos variando entre elipsoide a subgloboso, liso, negativo ou dextrinoide em reagente de Melzer, coloração hialina ou variando entre dourado e marrom avermelhado (Ryvarden, 2004).

O gênero *Inonotus*, durante muito tempo, se caracterizou como um grande complexo de espécies, muitas vezes incluindo todos os representantes de Hymenochaetaceae que apresentassem sistema hifálico monomítico e hábito anual do basidioma (Larsson *et al.*, 2006). Entretanto, os trabalhos realizados por Wagner & Fisher (2001, 2002) utilizando análises moleculares mostraram que o gênero não

formou um clado monofilético, mas uma divisão em diversos grupos menores. Muitos trabalhos têm sido realizados e contribuído para uma melhor delimitação de *Inonotus*, com a descrição de novos gêneros e espécies (Wagner & Fisher, 2001, 2002; Zhou & Qin, 2012; Zhou *et al.* 2016; Ren & Dai, 2018).

### **2.2.8 *Phellinus***

Os organismos que compõem o gênero *Phellinus* apresentam basidioma perene, ressupinado, pileado ou efuso-reflexo, podendo ser individual ou imbricado; píleo amarelado, marrom, cinza ou preto, tomentoso, híspido, glabro ou rachado, apresentando a superfície do poro isodiamétrico ou mais raramente irregular, angular e ligeiramente dividido. Sistema hifálico dimítico com hifas generativas hialinas e de septo simples, setas himeniais ou tramais podem ser presentes ou ausentes, bem como setas hifais, esporos variando entre globoso e cilíndrico, liso, variável entre hialino a marrom, de reação dextrinoide positiva ou negativa (Ryvarden, 2004; Dai, 2010).

A filogenia de *Phellinus* é complexa, com um vasto histórico de confusão taxonômica e, assim como *Inonotus*, espécimes de Hymenochaetaceae que apresentavam sistema hifálico dimítico e hábito perene do basidioma eram muitas vezes identificados como *Phellinus* (Larsson *et al.*, 2006). Tem sido mostrado em trabalhos utilizando dados moleculares, que muitas espécies do gênero em questão não formam um clado monofilético e novas combinações têm sido propostas, com a divisão em muitos outros gêneros e espécies (Wagner & Fisher, 2001, 2002; Jeong *et al.*, 2005; Cui & Decock, 2013; Zhou *et al.*, 2016).

### **2.2.9 *Phellinotus***

O gênero *Phellinotus* apresenta basidioma marrom, pileado, anual ou perene, píleo marrom a enegrecido, rugoso a rimoso, contexto com uma linha preta próxima ou abaixo da superfície superior, distinta ou indistinta, himenóforo poroide com poros arredondados de forma irregular, sistema hifálico dimítico com hifas generativas apresentando septos simples, basidiosporos de forma elipsoide achatado

adaxialmente, liso, de paredes grossas, coloração amarelo, não apresentando setas ou cystídios (Drechsler-Santos *et al.*, 2016).

O gênero tem como espécie tipo *P. neoaridus* e foi durante muito tempo integrante do complexo *Phellinus*. Devido à sua semelhança morfológica, fazia parte do complexo *P. rimosus*, entretanto, análises moleculares das regiões nLSU e ITS mostraram que este formava um clado isolado (Drechsler-Santos *et al.*, 2016).

### **2.2.10 *Phylloporia***

*Phylloporia* apresenta basidioma anual, variando de ressupinado a pileado, o píleo quando presente mostra uma coloração variando entre canela e marrom escuro, tomento macio e de espessura grossa com uma distinta e fina zona preta, superfície do poro marrom com poros inteiros, angulares e redondos, sistema hifálico monomítico ou dimítico com hifas generativas de coloração variando entre hialino e marrom, septos simples, setas ausentes, esporos elipsoides de coloração amarelada quando maduro (Ryvarden, 2004).

O gênero foi descrito e tipificado por Murrill (1904) com a espécie tipo *P. parasítica*. O trabalho de Wagner & Ryvarden (2002), utilizando dados filogenéticos da região nLSU, mostrou que *Phylloporia* é um grupo monofilético, próximo de *Fulvifomes*. Outros trabalhos têm sido realizados e novas espécies têm sido incluídas ao gênero baseadas em análises morfológicas e moleculares (Zhou & Dai, 2012; Ferreira-Lopes *et al.*, 2016; Ren & Wu, 2017; Bittencourt *et al.*, 2018; Rajchemberg *et al.* 2019; Wu *et al.*, 2019).

### **2.2.11 *Pyrrhoderma***

Representantes de *Pyrrhoderma* possuem basidioma anual ou perene, séssil ou estipitado, normalmente solitário, superfície do poro de coloração marrom acinzentado a marrom escuro, com uma cutícula ou uma distinta crosta, sistema hifálico monomítico com hifas de paredes variando de grossas a finas, não apresenta setas, esporos subglobosos e hialinos de paredes finas (Dai, 2010).

O gênero foi descrito por Imazeki (1966) e inicialmente incluía apenas duas espécies, *P. adamantinum* e *P. sendaiense*. Entretanto, análises filogenéticas

mostraram que estes espécimes eram conspecíficos. A filogenia tem ajudado gradualmente a organização do gênero (Wagner & Fisher, 2002; Dai, 2010; Zhou *et al.*, 2018).

### **2.2.12 *Tropicoporus***

*Tropicoporus* apresenta basidioma anual ou perene, podendo ser ressupinado, efuso-reflexo ou pileado, com a superfície do píleo variando entre marrom, cinza escuro ou preto e superfície do poro também marrom, contexto duplex com uma linha preta, sistema hifálico monomítico a dimítico no contexto e dimítico na trama, apresentando hifas de septos simples, setas himeniais presentes e hifais ausentes; basidiosporos variando entre elipsoide a subgloboso, amarelado e liso (Zhou *et al.*, 2016).

O gênero tem *T. excentrodendri* como espécie tipo e foi descrito a partir do complexo *Inonotus linteus* no trabalho de Zhou *et al.* (2016), que confirmou o gênero como monofilético e desde então outras novas espécies têm sido descritas e incorporadas (Wu *et al.*, 2015; Coelho *et al.*, 2016; Salvador-Montoya *et al.*, 2018).

### 3 MÉTODO

#### 3.1 ÁREAS DE COLETA

O Parque Nacional e Histórico (PARNAH) de Monte Pascoal, localizado no extremo sul da Bahia, no município de Porto Seguro, entre as coordenadas 16°45' a 16°55' S e 39°08' a 39°30' W. O PARNAH foi criado em 1961 e possui aproximadamente 22.383 ha, principalmente de floresta ombrófila densa. O clima da região é úmido a superúmido, tropical e subtropical, com temperatura média oscilando entre 21 °C a 24,2 °C e com mínimas e máximas que variam entre 16,9 °C a 20,6 °C e 25,6 °C a 30,3 °C, respectivamente. A precipitação média anual da região varia em torno de 1.500 a 1.750 mm, normalmente uniforme ao longo do ano (Pimentel, 1995; ICMBio, 2018).

A Reserva Biológica (REBIO) de Pedra Talhada se situa na divisa entre os estados de Pernambuco e Alagoas, entre as coordenadas 9°11' a 9°16' S e 36°22' a 36°28' W. Quebrangulo, cidade onde se localiza a maior parte da reserva, apresenta uma precipitação média anual de 1.628 mm, com temperaturas de pouca variação anual, em torno de 25 °C. A reserva foi criada em 1989 e possui 4.382,37 de ha. Trata-se de uma floresta submontana ombrófila que oferece condições ecológicas ótimas para o crescimento de fungos devido suas estruturas e características climáticas, principalmente quente e úmido durante o ano todo. (IBAMA, 2006; Nusbaumer *et al.*, 2015; ICMBio, 2017).

Ambas as áreas estão sob o domínio da Mata Atlântica e contribuem para sua preservação por serem áreas de endemismo para muitas espécies aleatoriamente distribuídas em suas extensões, tornando possível o estudo da história evolutiva destas, além de desempenharem um papel central no esforço para a conservação da biodiversidade (Cracraft, 1994; IBAMA, 2006; Nusbaumer *et al.*, 2015; ICMBio, 2019).

Adicionalmente, foram realizadas visitas a campo no Refúgio Ecológico Charles Darwin, no município de Igarassu, e no 7° Grupo de Artilharia de Campanha (GAC), no município de Olinda, ambas situadas no estado de Pernambuco. Materiais decorrentes de diferentes locais na cidade de Recife foram também incorporados ao estudo.

### 3.2 COLETAS E PRESERVAÇÃO

Foram realizadas três coletas no PARNAH de Monte Pascoal no período de agosto de 2018 a junho de 2019 e quatro na REBIO de Pedra Talhada no período de julho de 2018 a julho de 2019. As coletas foram programadas para acontecerem de acordo com as estações meteorológicas locais e realizadas em períodos secos e chuvosos. As demais áreas foram visitadas de forma esporádica em diferentes meses de 2018 e 2019.

Transectos foram percorridos na REBIO e no PARNAH. Cada transecto, distantes pelo menos 1 Km entre si, foi subdividido em 5 parcelas de 20 m x 20 m e distantes pelo menos 40 m umas das outras, totalizando 30 parcelas em cada reserva. Na REBIO, três transectos foram delimitados na zona primitiva e três na zona de recuperação, enquanto no PARNAH, três na zona primitiva e três na zona de uso extensivo e especial.

Os espécimes foram coletados segundo a metodologia de Lodge *et al.* (2004) em substratos naturais, principalmente troncos em decomposição, mas também solo e árvores vivas. Após coletadas, cada amostra foi acondicionada em saco de papel e este devidamente identificado com número de coleta e informações da parcela. Subsequentemente, fragmentos do basidioma foram retirados, armazenados em microtubo, identificados e acondicionados com sílica em gel no freezer a -20°C para a realização de análises moleculares futuras. Após a retirada dos fragmentos, os basidiomas foram dispostos em desidratadores ou estufa de lâmpada incandescente para secagem ainda em campo, sendo, se necessária, realizada uma nova secagem em câmara de fluxo no laboratório.

### 3.3 ANÁLISE MORFOLÓGICA

Todo material coletado foi primeiramente analisado macroscopicamente de acordo com o tamanho (comprimento, largura, espessura), inserção no substrato, consistência, cor e características das superfícies abhimental e himenial, do contexto e da margem do basidioma, quando presentes (Fidalgo & Bononi, 1989).

Para observação microscópica do material, foram realizados cortes com lâminas de aço da superfície himenial e do contexto. Os cortes foram dispostos entre

lâmina e lamínula em solução aquosa de hidróxido de potássio (KOH) 3-5% e de floxina 1%, que permitem uma melhor distinção dos elementos fúngicos na lâmina e cora suas microestruturas, respectivamente. Lâminas com hidróxido de sódio (NaOH) 3%, também foram realizadas em alguns materiais que eventualmente apresentaram hifas demasiadamente agregadas, auxiliando em sua dispersão e resultando em uma melhor observação. O KOH foi aplicado diretamente no basidioma dos fungos para a observação da reação xantocróica (basidioma enegrecido), comum em representantes de Hymenochaetaceae. O reagente de Melzer foi utilizado para verificar a presença da reação dextrinóide (marrom-avermelhada) das paredes de basidiosporos.

A identificação se deu seguindo-se as chaves propostas no trabalho de Ryvar den (2004), além de literatura específica para cada grupo taxonômico. Depois de identificados, os materiais foram depositados no herbário Padre Camille Torrend (URM) da Universidade Federal de Pernambuco. Os isotipos de novas espécies serão inicialmente enviados aos herbários Maria Eneyda P. K. Fidalgo, do Instituto de Botânica de São Paulo, e Lauro Pires Xavier, da Universidade Federal da Paraíba.

### 3.4 ANÁLISE MOLECULAR

As análises moleculares foram realizadas a partir dos fragmentos previamente armazenados em freezer a -20°C. O material foi macerado com nitrogênio líquido, em cadinho e pistilo de porcelana, transferido para microtubos de 1,5 mL e seguido da extração de DNA, segundo o protocolo de Góes-Neto *et al.* (2005), pela qual as amostras maceradas foram homogeneizadas em tampão de extração CTAB 2%, aquecidas a 65°C e centrifugadas a 13.000 RPM. Subsequentemente, os procedimentos foram seguidos das diluições em clorofórmio (1:1), precipitação em isopropanol gelado (1:1), lavagem em etanol 70% e ressuspensão em água ultrapura (50 µL).

As regiões de interesse do DNA foram amplificadas por meio das reações em cadeia da polimerase (PCR), com a utilização do termociclador Axygen. Foram utilizados os primers ITS4 (5'-TCCTCCGCTTATTGATATGC-3') e ITS5 (5'-GGAAGTAAAAGTCGTAACAAGG-3') para a região ITS (White *et al.*, 1990), e LR0R (5'-ACCCGCTGAACTTAAGC-3') e LR5 (5'-TCCTGAGGGAACTTCG -3') para a

região LSU (Moncalvo *et al.*, 2000). Em um tubo de 0,2 mL, foi realizado um mix de 14,8 µL de água ultrapura, 2,5 µL de solução tampão, 1,5 µL de dNTP, 1,5 µL de cada primer utilizado para a região correspondente, 0,2 µL de Taq DNA polimerase e 3 µL de DNA, puro resultante da extração ou diluído (1:10, 1:100 e 1:1000), totalizando um volume reacional final de 25 µL. Uma metodologia alternativa para a PCR também foi realizada, sendo o volume reacional nesse caso de 12,5 µL, composto por 5,25 µL de água ultrapura, 6,25 µL de Taq de PCR Master Mix, 0,25 µL de cada primer para a região correspondente e 0,5 µL de DNA puro. Durante os ciclos ITS, cada amostra passou por uma desnaturação inicial a 94°C durante 5 minutos, seguida por 35 ciclos de desnaturação a 94°C durante 45 segundos, hibridação a 58°C por 50 segundos, extensão a 72°C por 1 minuto e extensão final a 72°C por 10 minutos. Para os ciclos LSU deu-se de forma similar uma desnaturação inicial a 95°C durante 5 minutos, seguida por 35 ciclos de desnaturação a 95°C durante 45 segundos, hibridação a 56°C por 45 segundos, extensão a 72°C por 1 minuto e extensão final a 72°C por 15 minutos.

Foi realizada eletroforese em gel de agarose a 1% para a observação dos produtos de PCR. A diluição de cada amostra que mostrou melhor resultado na eletroforese foi purificada utilizando-se a enzima ExoSAP. O ciclo utilizado permite a incubação das mostras a 37 °C por 15 minutos, degradando os primers eventualmente restantes, seguido do aumento da temperatura a 80 °C por 15 minutos para a inativação da enzima e do resfriamento a 4 °C por 10 minutos. Os produtos finais purificados foram enviados para o sequenciamento na Plataforma Tecnológica de Genômica e Expressão Gênica do Centro de Biociências (CB) da UFPE e para a empresa de biotecnologia Myleus em Minas Gerais.

### 3.5 ANÁLISE FILOGENÉTICA

Os eletroferogramas foram analisados e editados no software Staden Package 2.0 (Staden *et al.*, 1998) e as sequências obtidas foram comparadas com as depositadas no GenBank utilizando a ferramenta BLASTn, seguido do alinhamento e edição destas por meio do programa MEGA7 e do software MAFFT (Tamura *et al.*, 2011).

Foram elaboradas árvores filogenéticas através do método de máxima verossimilhança (MV), com 100 reamostragens de bootstrap utilizando o programa MEGA7 e MEGA X (Kumar *et al.*, 2016, 2018). A elaboração da árvore por máxima verossimilhança foi realizada usando o modelo de substituição nucleotídica obtido pelo ModelTest 3.7 (Posada e Crandall, 1998). Os modelos usados foram K2+G para *Fuscoporia* e *Tropicoporus*; K2+G+I para a árvore da família Hymenochaetaceae, *Fomitiporella* e *Fulvifomes*, TN93+G+I para *Phylloporia*, T92+G+I para *Fomitiporia* e GTR+G+I para *Inonotus*.

### 3.6 ANÁLISE ECOLÓGICA

Planilhas de presença/ausência e de abundância de Hymenochaetaceae poroides foram preparadas e a partir delas curvas de acumulação de táxons e os estimadores de riqueza não-paramétricos como Chao 1 e Jackknife foram empregados para inferir a riqueza hipotética total das áreas, e comparados com a riqueza observada para determinar a suficiência amostral.

Para se estimar a diversidade e a riqueza de espécies nas áreas estudadas, a Entropia de Shannon (H') foi utilizada. O índice de Shannon (H') foi calculado pela equação:  $H' = - \sum (X_i/X_o) \times \log (X_i/X_o)$ , em que  $X_i$  representa o número de amostra de cada espécie e  $X_o$  o número total de amostra de todas as espécies.

Para analisar graficamente a diferença da composição de espécies entre os estados de conservação e entre as áreas de estudo, uma Análise de Coordenadas Principais foi computada. Para tal, foi gerada uma matriz de dissimilaridade com o índice de Bray-Curtis a partir da matriz de dados brutos. O resultado foi plotado em gráficos de duas dimensões, com polígonos agrupando as amostras (parcelas) de cada categoria.

O teste de aderência Qui-Quadrado ( $X^2$ ) usando a equação  $X^2 = \sum (O_i - E_i)^2/E_i$  (Vieira, 1991) foi realizado para se comparar a riqueza das espécies de fungos entre as unidades amostrais e verificar se a distribuição da frequência observada é significativa.

#### 4 ANÁLISE E DISCUSSÃO DOS DADOS

Foram coletados e identificados 168 espécimes distribuídos em 9 gêneros de Hymenochaetaceae (Tabela 2). Alguns espécimes foram identificados apenas ao nível de gênero, devido principalmente a dois fatores: 1) a idade do material: a identificação de um espécime muito jovem torna-se improvável devido à ausência de esporos ou outras estruturas importantes para a identificação ao nível de espécie; 2) prováveis novas espécies, que necessitam de estudos morfológicos e moleculares mais detalhados para sua confirmação.

Como resultado das análises filogenéticas realizadas, os espécimes analisados molecularmente corresponderam a sete gêneros de Hymenochaetaceae: *Fomitiporia*, *Fomitiporella*, *Fulvifomes*, *Fuscoporia*, *Inonotus*, *Phylloporia* e *Tropicoporus* (Figura 1). Para os gêneros *Coltricia* e *Phellinus* não foram realizadas análises moleculares, pois alguns espécimes eram demasiadamente jovens para o prosseguimento das análises ou foram separados para análises moleculares futuras.

Tabela 2 – Identificação dos espécimes coletados, local de coleta e status. As siglas na aba de novas ocorrências significam: Alagoas (AL), Bahia (BA), Brasil (BR), Ciência (CI), Nordeste (NO) e Pernambuco (PE).

Gênero/Espécie	Local de Coleta	Qty.	Nova Ocorrência
<b><i>Coltricia</i></b>			
<b><i>C. cinnamomea</i></b>	PARNAH Monte Pascoal	1	
<b><i>C. sp.</i></b>	PARNAH Monte Pascoal	1	BA
<b><i>Fomitiporia</i></b>			
<b><i>F. apiahyna</i></b>	REBIO Pedra Talhada	1	AL
<b><i>F. maxonii</i></b>	REBIO Pedra Talhada	1	AL e BA
	PARNAH Monte Pascoal	1	
	UFPE	1	

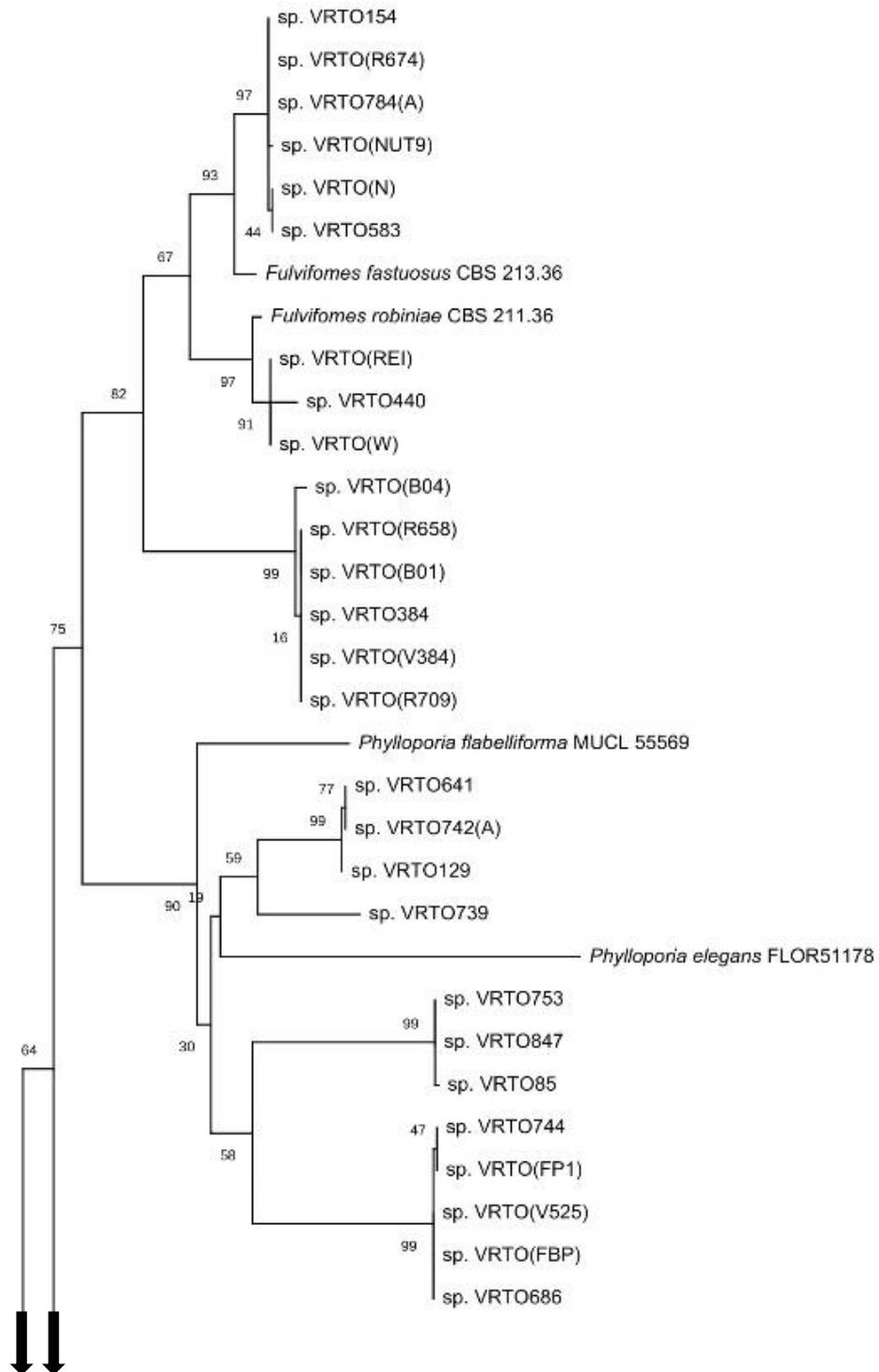
	7° GAC	1	
<b><i>F. neotropica</i></b>	REBIO Pedra Talhada	2	AL e BA
	PARNAH Monte Pascoal	1	
<hr/>			
<b><i>Fomitiporella</i></b>			
<b><i>F. umbrinella</i></b>	REBIO Pedra Talhada	1	
<b><i>F. sp.</i></b>	REBIO Pedra Talhada	3	CI
<hr/>			
<b><i>Fulvifomes</i></b>			
<b><i>F. kawakamii</i></b>	REBIO Pedra Talhada	3	
	PARNAH Monte Pascoal	1	
	UFPE	2	
	7° GAC	1	
<b><i>F. melleoporus</i></b>	REBIO Pedra Talhada	1	
<b><i>F. rhytiphloeus</i></b>	REBIO Pedra Talhada	1	
	PARNAH Monte Pascoal	8	
<b><i>F. thailandicus</i></b>	UFPE	3	BR
<b><i>F. sp.</i></b>	REBIO Pedra Talhada	2	?
<hr/>			
<b><i>Fuscoporia</i></b>			
<b><i>F. atlantica</i></b>	REBIO Pedra Talhada	1	NO
<b><i>F. licnoides</i></b>	REBIO Pedra Talhada	21	AL e BA
	PARNAH Monte Pascoal	16	
<b><i>F. scruposa/formosana</i></b>	REBIO Pedra Talhada	32	AL, BA e PE
	PARNAH Monte Pascoal	3	
	7° GAC	5	
<b><i>F. sp.</i></b>	REBIO Pedra Talhada	3	CI
	UFPE	1	
<hr/>			
<b><i>Inonotus</i></b>			

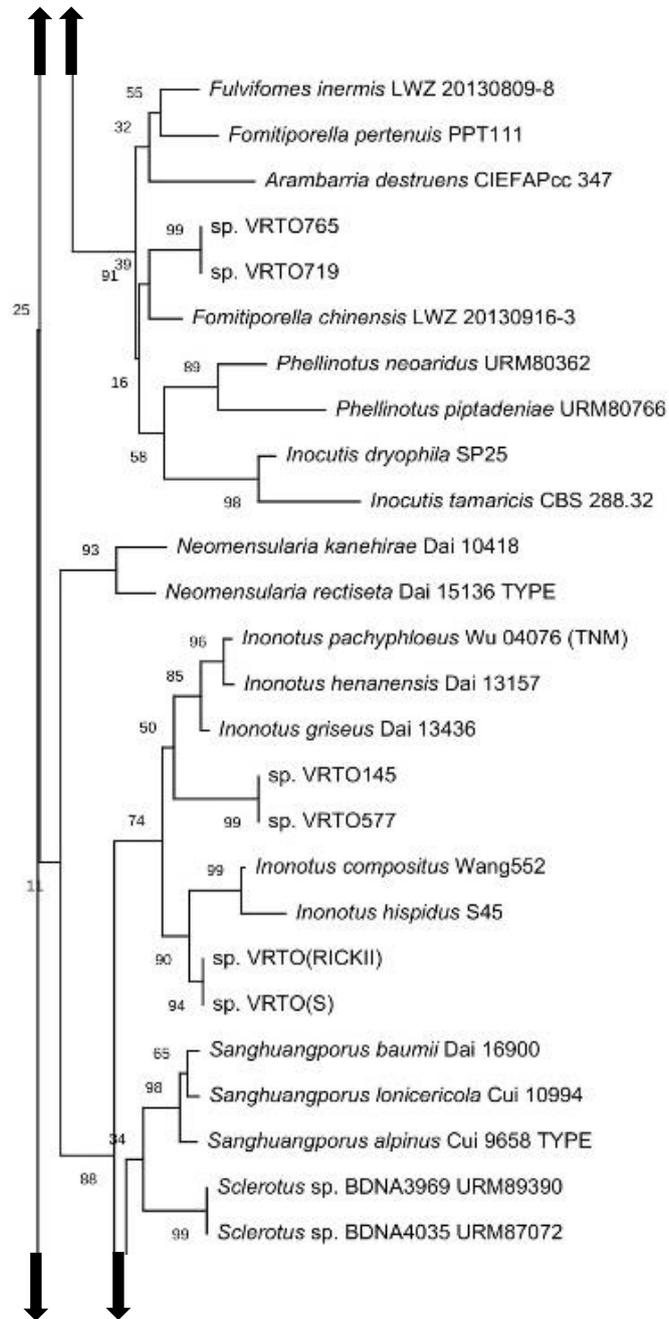
<i>I. rickii</i>	Recife	2	
<i>I. sp.</i>	REBIO Pedra Talhada	2	CI
<b><i>Phellinus</i></b>			
<i>P. shaferi</i>	REBIO Pedra Talhada	1	
<i>P. sp.</i>	REBIO Pedra Talhada	2	?
<b><i>Phylloporia</i></b>			
<i>P. montana</i>	REBIO Pedra Talhada	4	AL
<i>P. solicola</i>	Refúgio Ecológico Charles Darwin	1	
<i>P. sp.</i>	REBIO Pedra Talhada	12	AL
	PARNAH Monte Pascoal	1	
	Refúgio Ecológico Charles Darwin	3	
<b><i>Tropicoporus</i></b>			
<i>T. linteus</i>	REBIO Pedra Talhada	9	
	PARNAH Monte Pascoal	1	
<i>T. stratificans</i>	REBIO Pedra Talhada	1	NO
<i>T. tropicalis</i>	REBIO Pedra Talhada	5	BA e PE
	PARNAH Monte Pascoal	3	
	7° GAC	1	
<i>T. sp. 1</i>	REBIO Pedra Talhada	2	CI

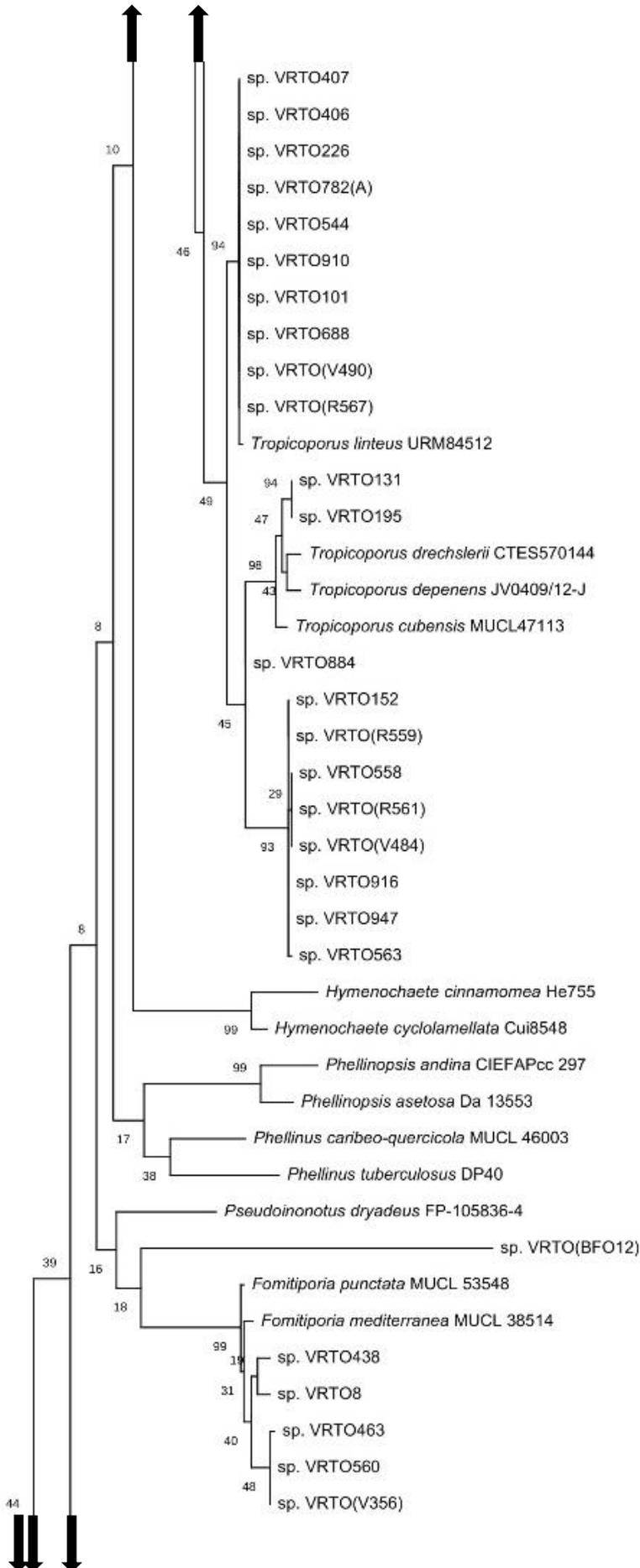
Fonte: O autor (2020).

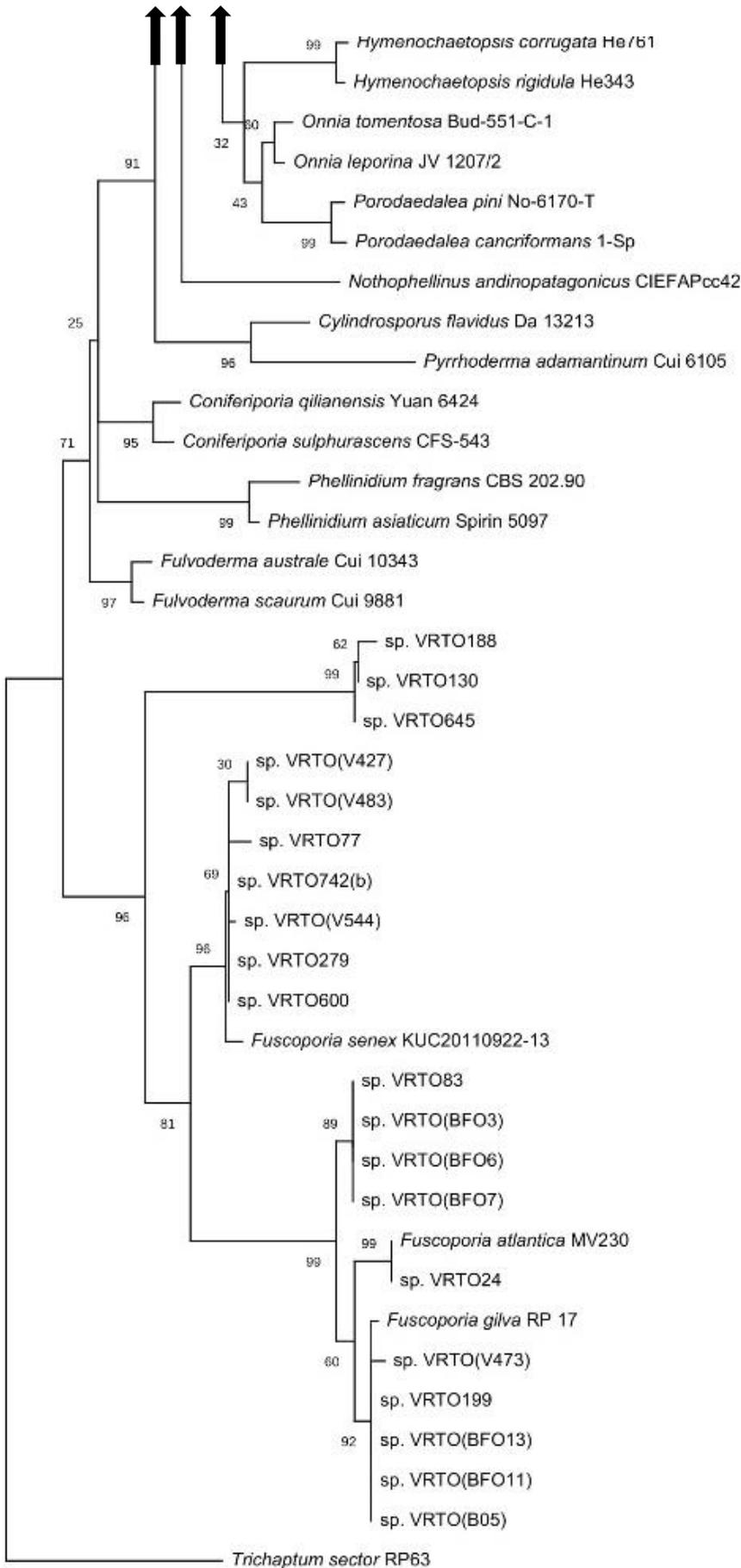
Os espécimes de *Fulvifomes* e *Phellinus* identificados como sp. receberam o símbolo “?” na aba de nova ocorrência da tabela 2, pois são necessárias análises moleculares para sua melhor definição.

Figura 1 – Árvore filogenética dos gêneros de Hymenochaetaceae obtida por análise de máxima verossimilhança de sequências da região nLSU. Os valores dos suportes presentes nos clados são referentes ao bootstrap. *Trichaptum sector* representa o grupo externo.

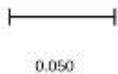








Fonte: O autor (2020).



#### 4.1 *Coltricia*

Foram coletados dois espécimes de *Coltricia*, um deles representante de *C. cinnamomea*. O segundo exemplar coletado era muito jovem e, por não apresentar esporos, não pode ter sua identificação ao nível de espécie concluída. O gênero *Coltricia* é aqui relatado pela primeira vez para o estado da Bahia (Tabela 2).

Apesar de ser um gênero característico e com registros para diferentes estados do Nordeste (Tabela 1), os trabalhos desenvolvidos no país envolvendo *Coltricia* se em sua totalidade relacionados a sua morfologia, não se tendo, até então, trabalhos a respeito da filogenia de espécies coletadas em território nacional (Gomes-Silva *et al.*, 2008, 2009, 2012; Baltazar *et al.*, 2010).

#### 4.2 *Fomitiporia*

Foram coletados oito espécimes de *Fomitiporia*, dos quais seis foram sequenciadas e representam três espécies (Figura 2). A sequência de VRTO(BFO12), no entanto, não foi usada nas análises filogenéticas devido à sua baixa qualidade. Os espécimes analisados filogeneticamente foram coletados na REBIO de Pedra Talhada (VRTO8, VRTO438, VRTO463, VRTO560), no PARNAH de Monte Pascoal (VRTO(V356)) e em Olinda (BFO12).

O espécime VRTO8 formou um clado com *F. apiahyna*, confirmando ser também um exemplar desta espécie (bootstrap = 100%). O holótipo de *F. apiahyna* é de origem brasileira (Amalfi & Decock, 2013) e as sequências utilizadas para a análise filogenética são provenientes do Equador (MUCL 51451 e MUCL 51485). Além de Brasil e Equador, a espécie já foi relatada para Colômbia e a Guiana Francesa (GenBank, 2019; SpeciesLink, 2020).

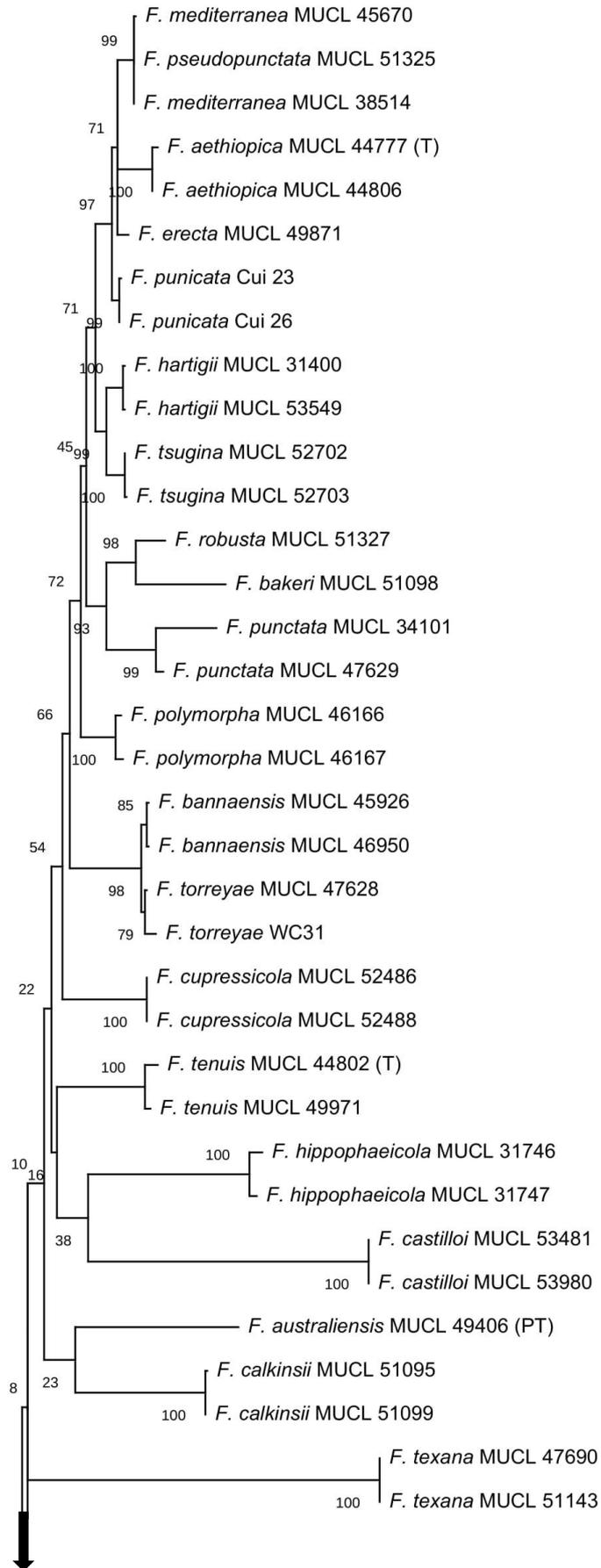
VRTO463, VRTO560 e VRTO(V356) formaram um clado com *F. neotropica* (bootstrap = 98%), o que os confirma como representantes desta espécie. O tipo de *F. neotropica* é da Guiana Francesa, mas a espécie é comum na região neotropical (Campo-Santana *et al.*, 2014). A sequência MUCL 54246 utilizada para a análise filogenética do gênero é de origem brasileira, enquanto MUCL 53114 tem como origem o país do material tipo.

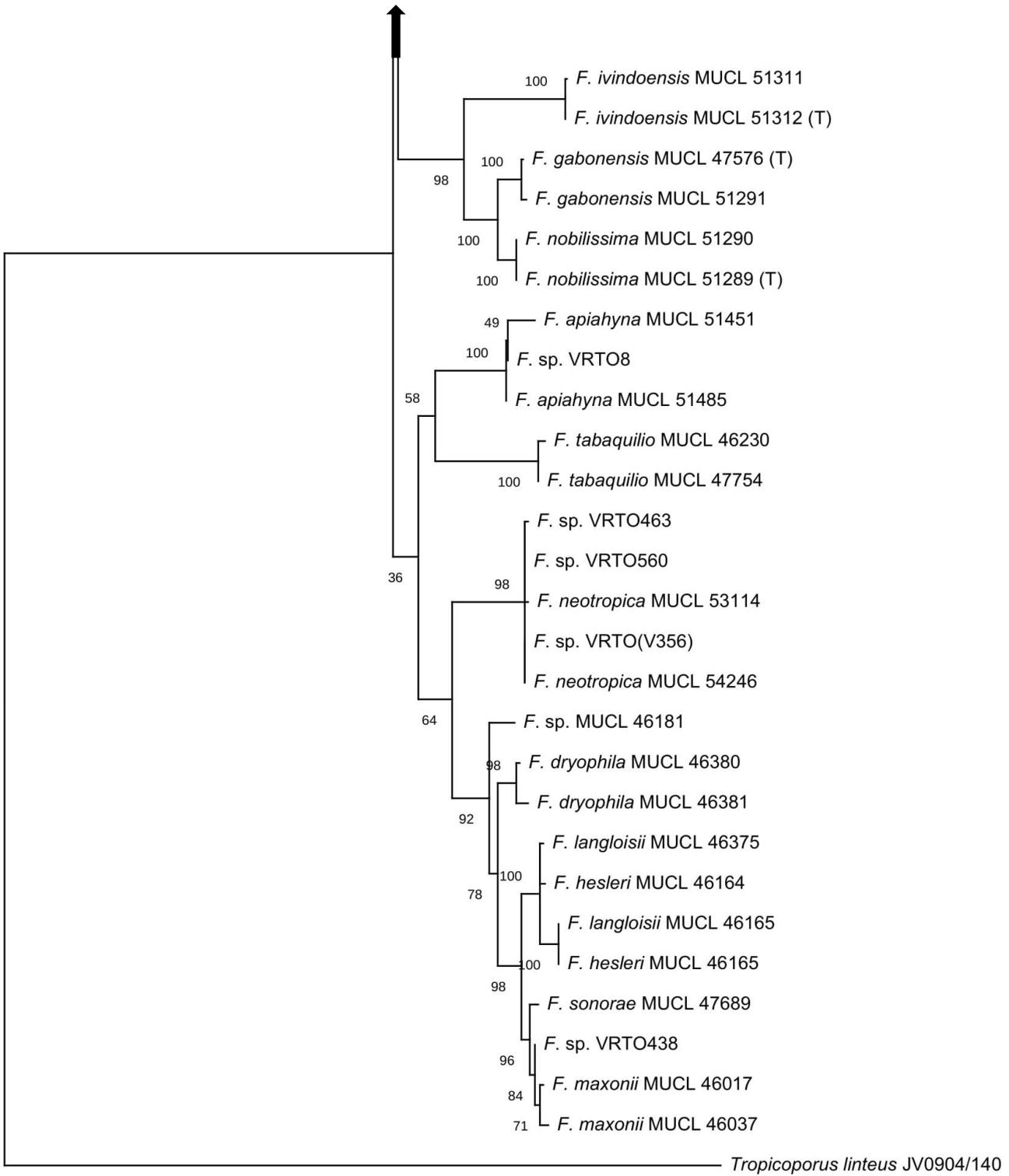
VRTO458 formou um clado em comum com *F. maxonii* (bootstrap = 84%), sendo então um espécime desta espécie. O clado de *F. maxonii* formou um clado próximo a *F. sonorae* (bootstrap = 96%), indicando uma forte proximidade entre as espécies, como já demonstrado em trabalhos anteriores (Amalfi *et al.*, 2012; Amalfi & Decock, 2013; Ota *et al.*, 2014). *Fomitiporia maxonii* e *F. sonorae* compartilham basidioma ressupinado (Decock *et al.*, 2007) e as sequências usadas para a análise filogenética são das Américas (MUCL 46017 e MUCL 46087, Cuba; MUCL 47689, EUA).

As três espécies de *Fomitiporia* se caracterizam como novo registro para o estado de Alagoas, enquanto *F. maxonii* e *F. neotropica* são novos registros para o estado da Bahia. Todas as espécies já haviam sido relatadas para Pernambuco (Tabela 1 e 2, SpeciesLink, 2019).

Figura 2 – Árvore de *Fomitiporia* obtida por análise de máxima verossimilhança de sequências das regiões nLSU e ITS. Os valores dos suportes presentes nos clados são referentes ao bootstrap.

*Tropicoporus linteus* representa o grupo externo.





0.050

### 4.3 *Fomitiporella*

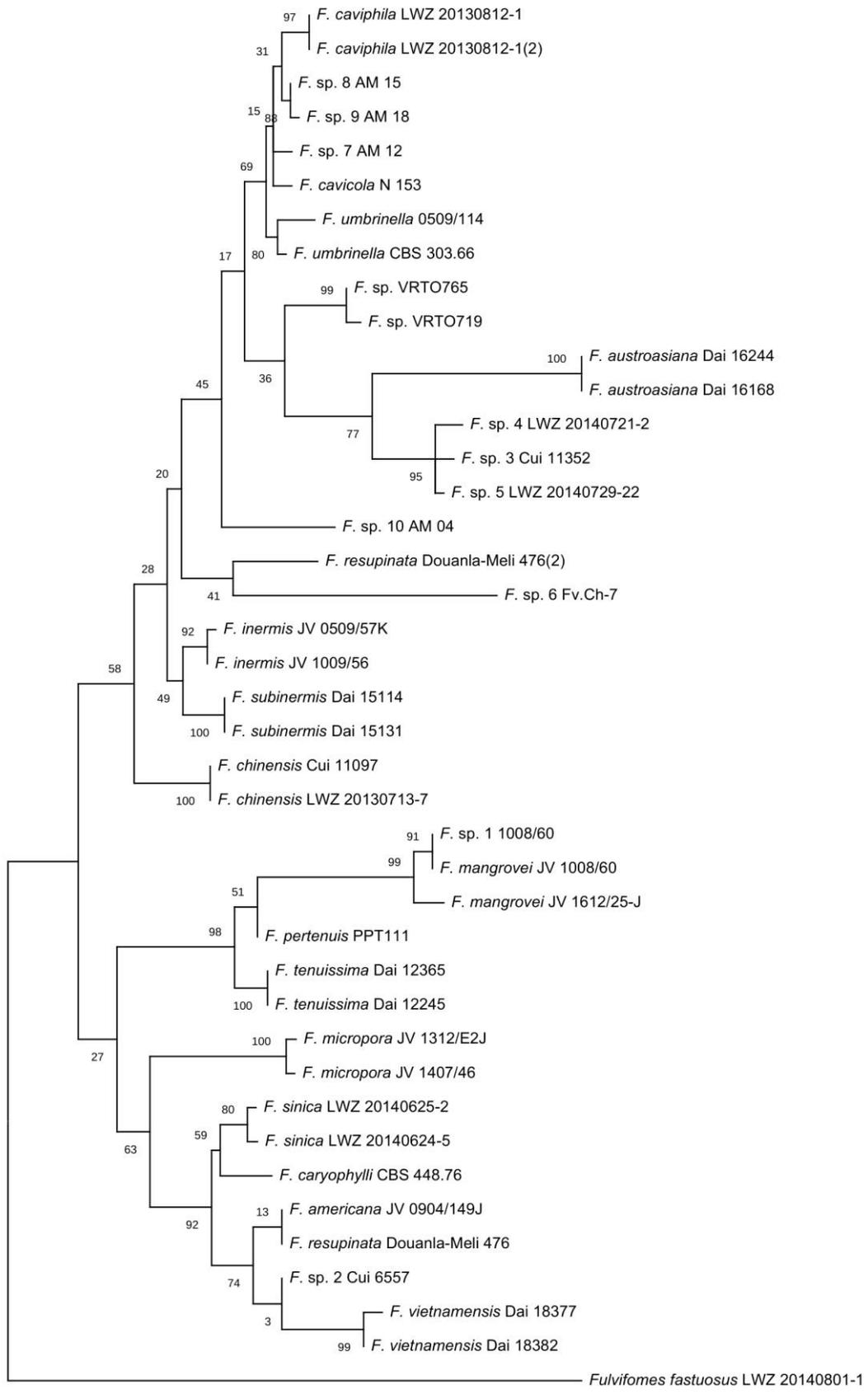
Dentre as espécies de *Fomitiporella* encontradas, *F. umbrinella* já havia sido relatada para os estados em questão (Tabela 1). Dois espécimes de *Fomitiporella* sp. foram selecionados para a análise molecular e filogenética, VRTO719 e VRTO765 (Figura 4). Os dois espécimes formaram um clado em comum entre si (bootstrap = 100%), que não se agrupou próximo a nenhuma outra espécie, caracterizando estes como uma provável nova espécie (Figura 3). Os espécimes apresentam basidioma marrom ferrugíneo, com poros circulares ou angulares, variando entre 5 a 10 poros/mm. Os esporos são lisos, subglobosos, amarelado a marrom claro, com 5 µm de comprimento.

Figura 3 – Basidioma de *Fomitiporella* sp. nov. Barra de escala = 1 cm.



Fonte: O autor (2020).

Figura 4 – Árvore de *Fomitiporella* obtida por análise de máxima verossimilhança de sequências das regiões nLSU. Os valores dos suportes presentes nos cladogramas são referentes ao bootstrap. *Fulvifomes fastuosus* representa o grupo externo.



Fonte: O autor (2020).

#### 4.4 *Fulvifomes*

Para o gênero *Fulvifomes*, *F. kawakamii*, *F. rhytiphloeus* e *F. melleoporus* já haviam sido relatadas para os estados em questão (Jayawardena *et al.*, 2019; SpeciesLink, 2019; Flora do Brasil, 2020), enquanto *F. thailandicus* é relatado pela primeira vez para o Brasil. Dois espécimes foram identificados apenas ao nível de gênero devido à ausência de estruturas essenciais para a identificação ao nível de espécie (tabela 2). Dezoito espécimes foram selecionados para a análise molecular e filogenética (Figura 7).

Os espécimes VRTO440, VRTO(W) e VRTO(REI) foram coletados sobre *Prosopis juliflora* vivas na UFPE. Na análise filogenética, formaram um clado em comum com *F. grenadensis* e *F. thailandicus* (bootstrap = 92%), indicando que todos são provavelmente uma mesma espécie. A descrição original de *F. grenadensis* o apresenta como sendo de hábito sapróbio (Murrill, 1908), no entanto, os espécimes 1607/66 (Costa Rica) e JV1212/2J (Porto Rico) usados na filogenia foram também coletados em *Prosopis juliflora* e possivelmente em acácia viva. *Fulvifomes thailandicus* tem o seu holótipo coletado em angiosperma viva (Zhou, 2015). Portanto, sugere-se que *F. grenadensis* 1607/66 e JV1212/2J e os três espécimes coletados na UFPE sejam representantes de *F. thailandicus* (Figura 6). *Fulvifomes grenadensis* coletados em árvores vivas devem ter sua identificação reavaliada.

O espécime VRTO(R674), coletado no PARNAH Monte Pascoal, VRTO(N) e VRTO(NUT9), coletados na UFPE, VRTO(BFO8), coletado no Refúgio Ecológico Charles Darwin, e VRTO154, VRTO583 e VRTO784(A), coletados na REBIO de Pedra Talhada, formaram em comum um clado com *F. kawakamii* (CBS 428.86, Havaí, EUA, URM87076 e PPT152, ambos do Brasil) e *F. nilgheriensis* (CBS 209.36, Florida, EUA) (bootstrap = 98%). *Fulvifomes kawakamii* foi coletado originalmente no Havaí (EUA), enquanto *F. nilgheriensis* tem como sua localidade tipo a Índia. Desse modo, os espécimes coletados e *F. nilgheriensis* (CBS 209.36) representam *F. kawakamii*, uma espécie de ampla distribuição para a América tropical (Jayawardena *et al.*, 2019).

Os espécimes VRTO(V384), VRTO(R658), VRTO(R709), VRTO(B01) e VRTO(B04) foram coletados no PARNAH Monte Pascoal, enquanto VRTO384 foi coletado na REBIO de Pedra Talhada. Esses espécimes estão próximos de *F. rhytiphloeus*, cujo material tipo foi coletado em Minas Gerais, enquanto a sequência

utilizada na análise filogenética tem como origem de material coletado em Rondônia. Provavelmente, o material coletado na Mata Atlântica representa *F. rhytiphoeus* (Figura 5) e os coletados em Rondônia podem representar uma nova espécie, mas, para a confirmação destas identidades, sequências de material coletado no domínio de Mata Atlântica de Minas Gerais são desejáveis.

Figura 5 – Basidioma de *F. rhytiphoeus* (VRTO154). Barra de escala = 2 cm.



Fonte: O autor (2020).

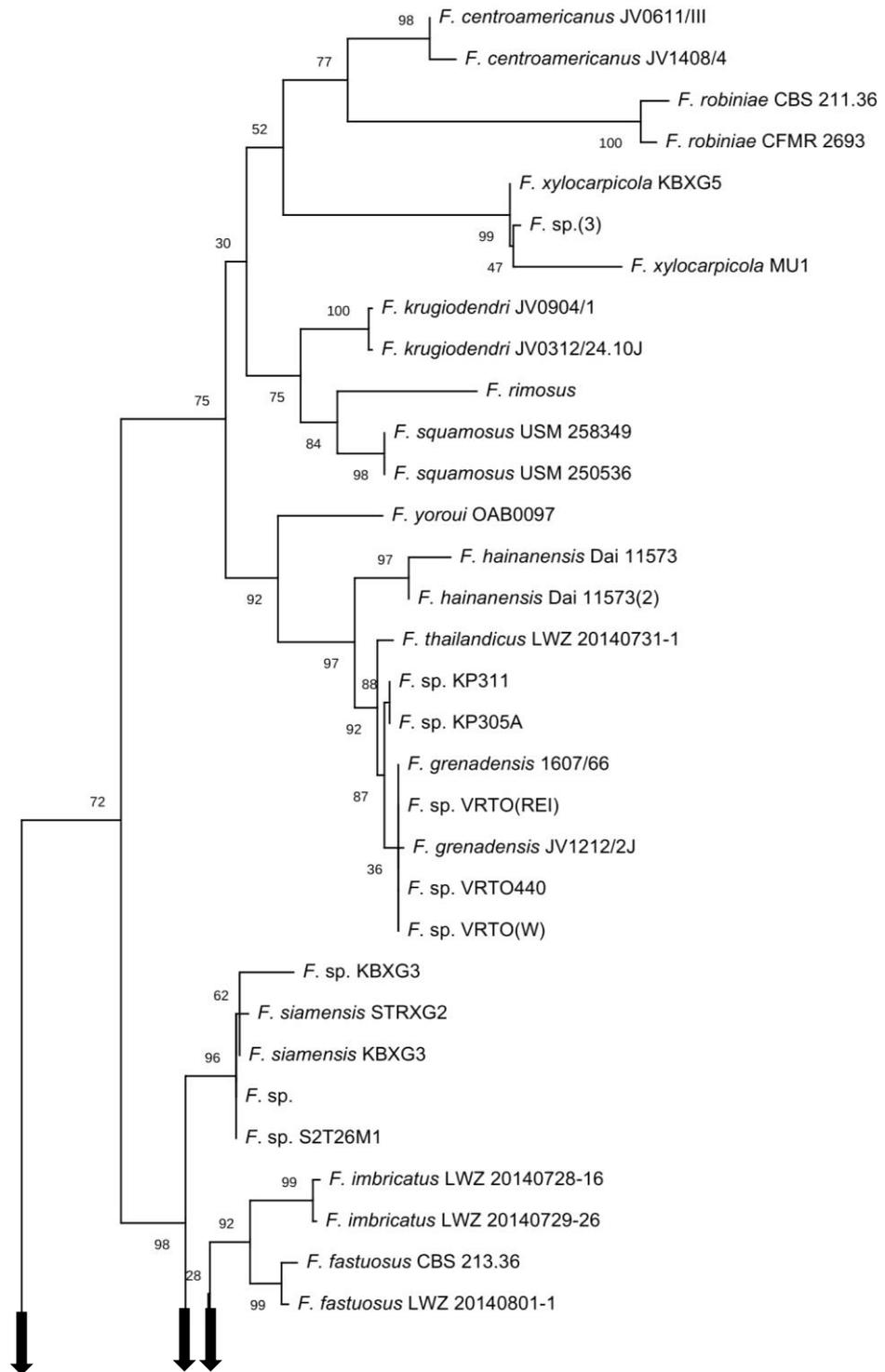
Figura 6 – Basidioma de *F. thailandicus* (VRTO(REI)). Barra de escala = 2 cm

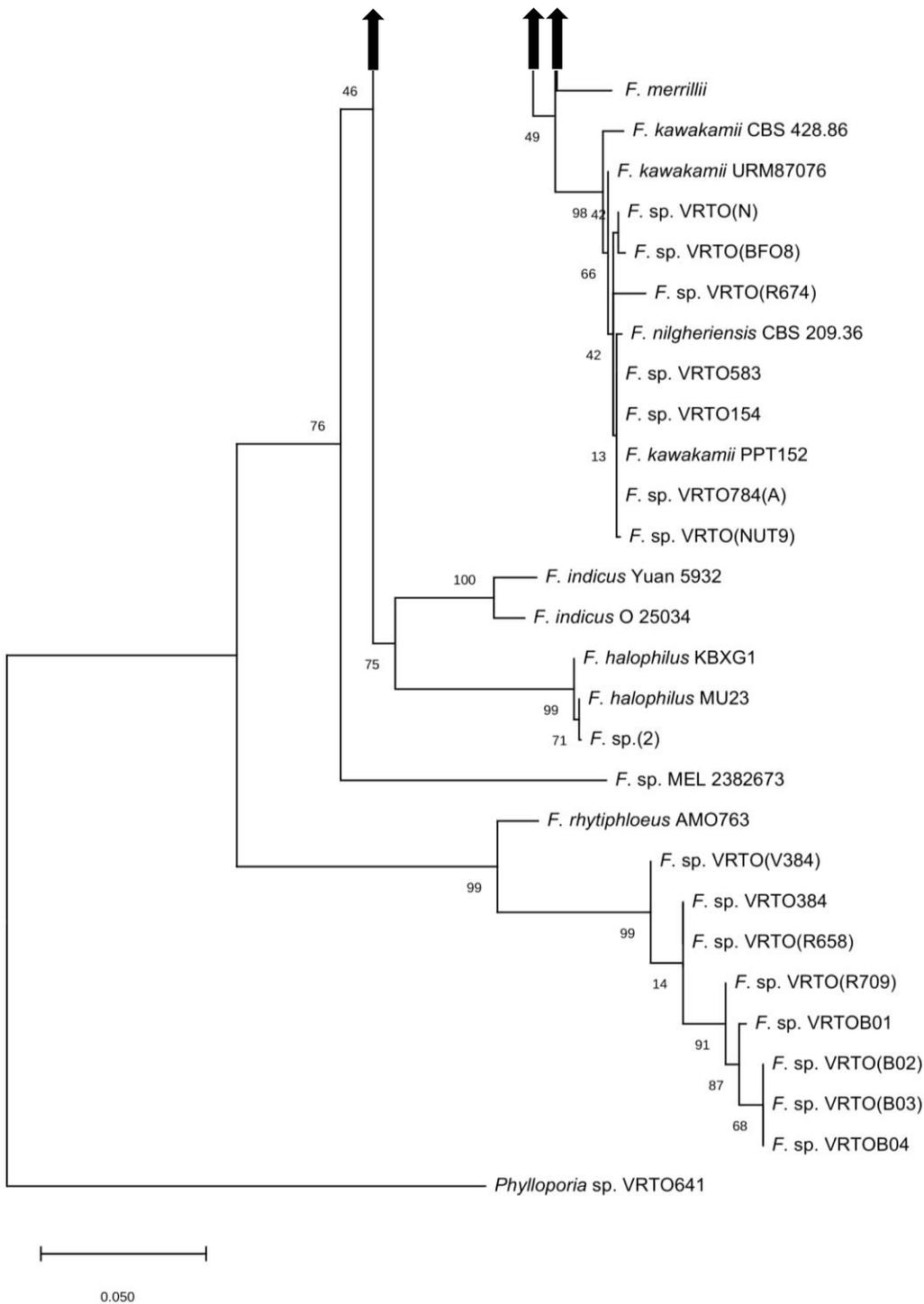


Fonte: O autor (2020).

Figura 7 – Árvore de *Fulvifomes* obtida por análise de máxima verossimilhança de sequências das regiões nLSU e ITS. Os valores dos suportes presentes nos clados são referentes ao bootstrap.

*Phylloporia* sp. representa o grupo externo.





Fonte: O autor (2020).

#### 4.5 *Fuscoportia*

*Fuscoportia* foi o gênero mais representativo em número de espécimes, com 48,8% dos exemplares coletados (Tabela 2). Deste total, nove foram identificadas apenas ao nível de gênero e os demais identificados como *F. atlantica*, *F. licnoides* ou

*F. formosana/scruposa*. *Fuscoporia formosana* e *F. scruposa* são ambas muito semelhantes macro e microscopicamente, sendo necessárias análises moleculares para uma fiel distinção. Deste modo, nas análises morfológicas, foram identificadas com o epíteto “*scruposa/formosana*” (Yuan *et al.*, 2020). *Fuscoporia licoides* e *F. scruposa* faziam ambas partes do complexo *F. gilva* e, corroborando os trabalhos de Góes-Neto *et al.* (2000) e Gibertoni *et al.*, (2015), são abundantes e muito frequentes na Mata Atlântica.

Foram selecionados 23 espécimes para as análises moleculares da região nLSU (Figura 10) Entre estas, porém, as amostras VRTO69, VRTO376 e VRTO381 não puderam ser usadas na filogenia devido à ausência do sequenciamento dessa região para os espécimes.

Os espécimes VRTO(BFO3), VRTO(BFO6), VRTO(BFO7), VRTO(BFO11) e VRTO(BFO13) foram coletados no 7 GAC em Olinda, enquanto VRTO24, VRTO77, VRTO83, VRTO199, VRTO279, VRTO600 e VRTO742(b) foram coletados na REBIO de Pedra Talhadas e VRTO(B05), VRTO(V427) VRTO(V473), VRTO(V483) e VRTO(V544) coletados no PARNAH de Monte Pascoal.

VRTO(BFO3), VRTO(BFO6), VRTO(BFO7) e VRTO83 formaram um clado em comum com *F. formosana* (bootstrap = 93%), enquanto VRTO(BFO11), VRTO(BFO13), VRTO(B05), VRTO(V473) e VRTO199 formaram um clado com *F. scruposa* (bootstrap = 94%), identificando os espécimes como membros das espécies mencionadas. *Fuscoporia formosana* é relatada como um novo registro para Alagoas (Yuan *et al.*, 2020). Já existem relatos de *F. scruposa* para Alagoas e Pernambuco e de *F. formosana* para Pernambuco, portanto, *F. scruposa* é relatada como um novo registro para a Bahia e *F. formosana* para Alagoas e Pernambuco (Yuan *et al.*, 2020).

O exemplar VRTO24 se alinhou em um clado com a espécie *F. atlantica* (bootstrap = 100%), caracterizando esta como uma representante da espécie. *Fuscoporia atlantica*, que havia sido relatada apenas para São Paulo, seu estado de origem, é relatada aqui pela primeira vez para a região Nordeste (Pires *et al.*, 2015; SpeciesLink, 2020), ampliando o conhecimento sobre sua área de distribuição.

Os espécimes VRTO77, VRTO279, VRTO600, VRTO742(b), VRTO(V427), VRTO(V483) e VRTO(V544) formaram um clado em comum com *F. licnoides* (bootstrap = 52%) e todas provavelmente representam uma mesma espécie. *Fuscoporia licnoides* é relatada pela primeira vez para os estados Alagoas e Bahia.

VRTO130, VRTO188 e VRTO645 formaram um clado em comum entre si (bootstrap = 100%), mas não se alinharam com nenhuma das outras espécies analisadas, sugerindo estas como uma provável nova espécie para a ciência (Figuras 8 e 9). A espécie se caracterizam por possuir basidioma ressupinado de coloração marrom, himenóforo com 4 poros/mm, esporos elipsoides hialinos de  $6 \times 4 \mu\text{m}$ , e setas himeniais com média de  $42 \mu\text{m}$ .

Figura 8 – Basidioma de *Fuscoporia* sp. nov. (VRTO645). Barra de escala = 1 cm.



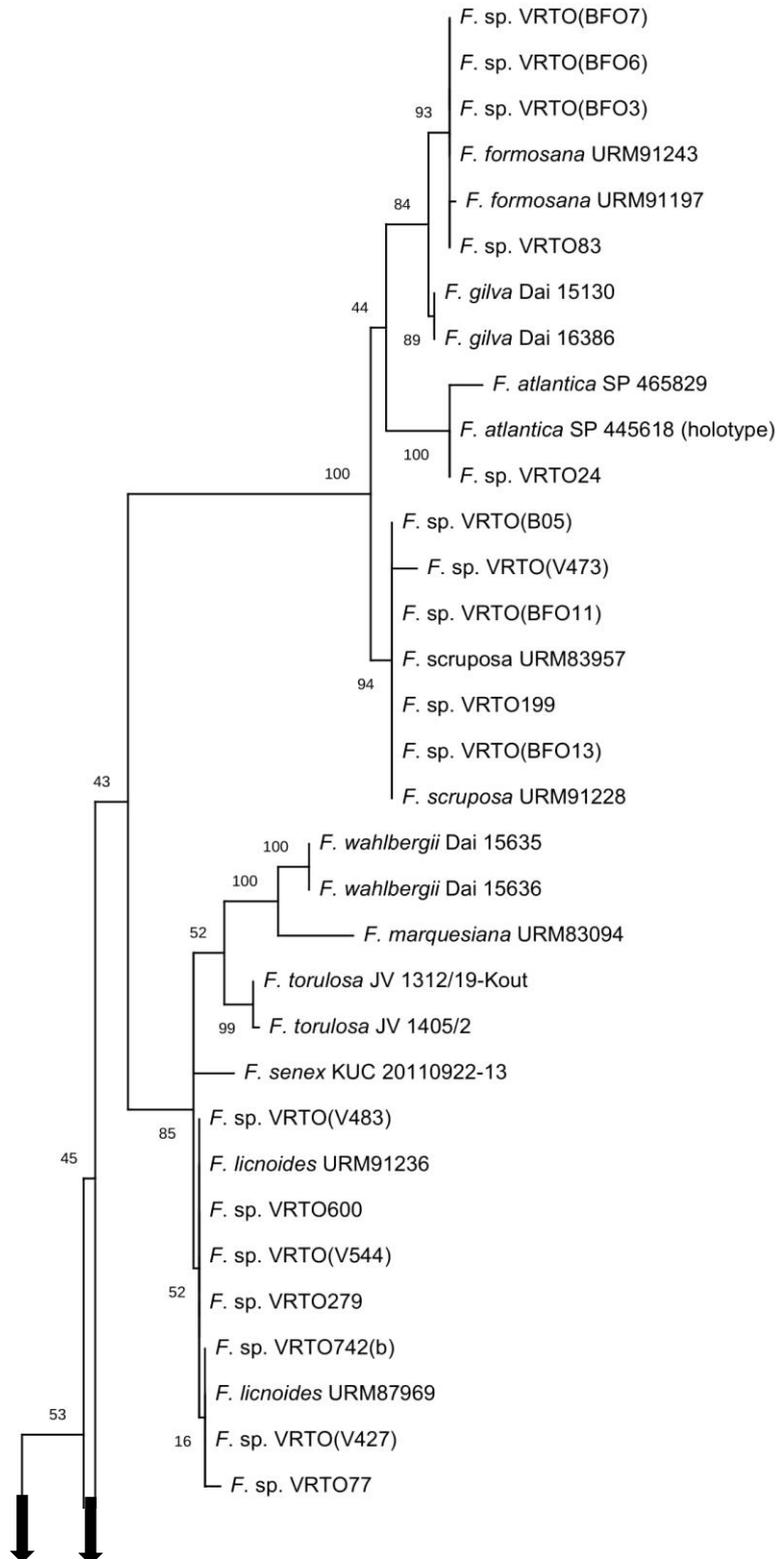
Fonte: O autor (2020).

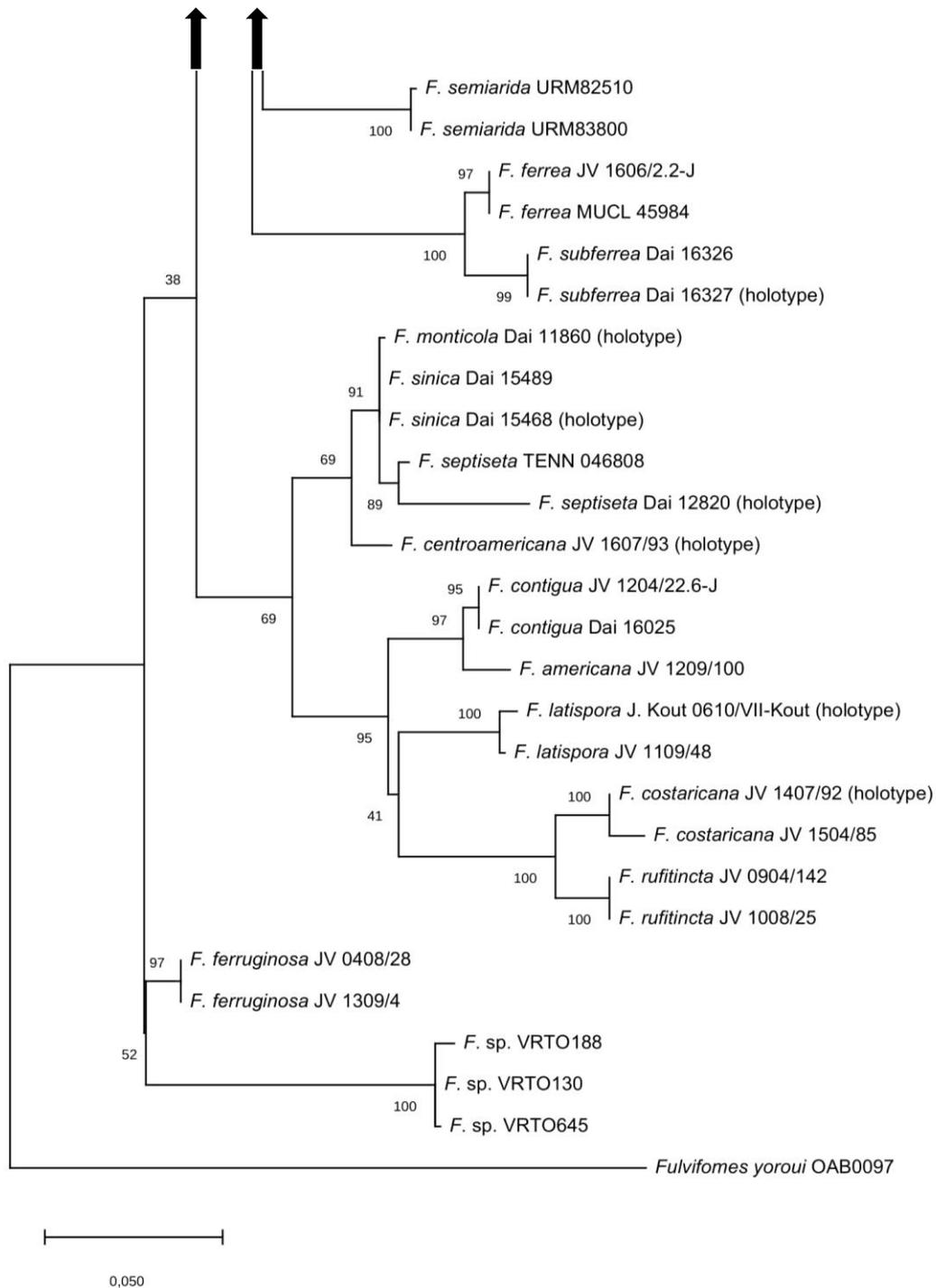
Figura 9 – Poros na superfície habhimenial de *Fuscoporia* sp. nov. (VRTO645). Barra de escala = 2 mm.



Fonte: O autor (2020).

Figura 10 – Árvore de *Fuscoporia* obtida por análise de máxima verossimilhança de sequências das regiões nLSU. Os valores dos suportes presentes nos cladogramas são referentes ao bootstrap. *Fulvifomes yoroui* representa o grupo externo.





Fonte: O autor (2020).

#### 4.6 *Inonotus*

*Inonotus* teve quatro exemplares coletados. Os dois espécimes encontrados em Recife foram coletados ambos em sua forma anamórfica, macroscopicamente semelhante ao espécime mencionado no trabalho de Cui *et al.* (2014). Tanto o gênero

quanto a espécie em questão já haviam sido relatados para seus estados de coleta (Tabela 2, SpeciesLink, 2019). Os quatro exemplares foram submetidos a análises moleculares (Figura 12).

VRTO436 e VRTO997, ambas coletadas em áreas na cidade de Recife, formaram um clado em comum com *I. rickii*, uma espécie brasileira frequentemente relatada causando doenças em árvores urbanas (Annesi *et al.*, 2003; Ramos *et al.*, 2008; Cui *et al.*, 2014; Robles *et al.*, 2019). VRTO145 e VRTO577 formaram um clado separado das espécies usadas para a análise filogenética, indicando estas amostras como uma provável nova espécie para a ciência (bootstrap = 100%) (Figura 11). A espécie apresenta basidioma pileado, himenóforo com poros circulares, de 7 – 8 poros/mm, setas himeniais com média de 19  $\mu\text{m}$  e esporos lisos, de coloração amarelada, globosos, de 5,1  $\mu\text{m}$ .

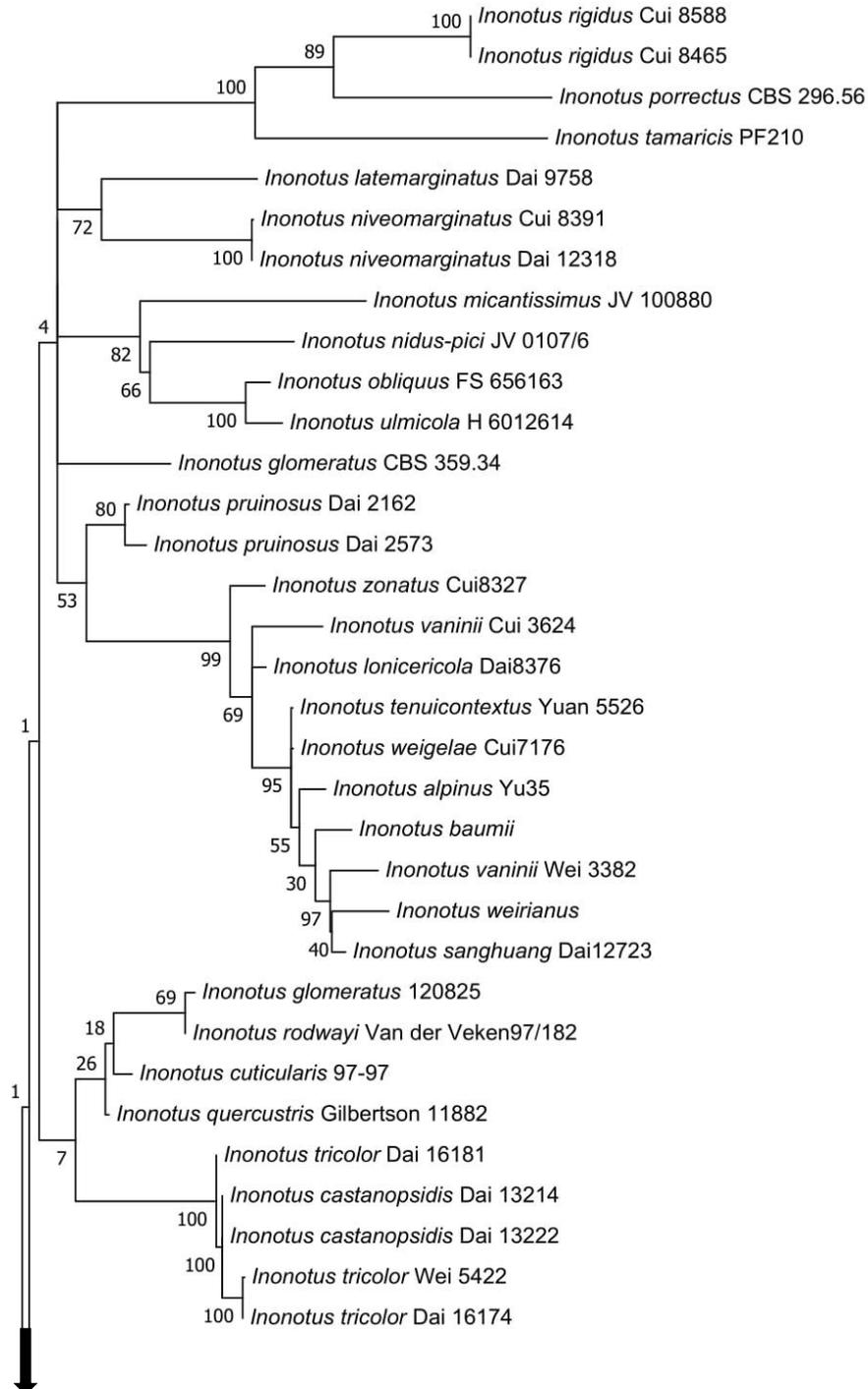
Figura 11 – Basidioma de *Inonotus* sp. nov. (VRTO577). Superfície habhimenial (a) e himenial (b).  
Barra de escala = 2 cm.

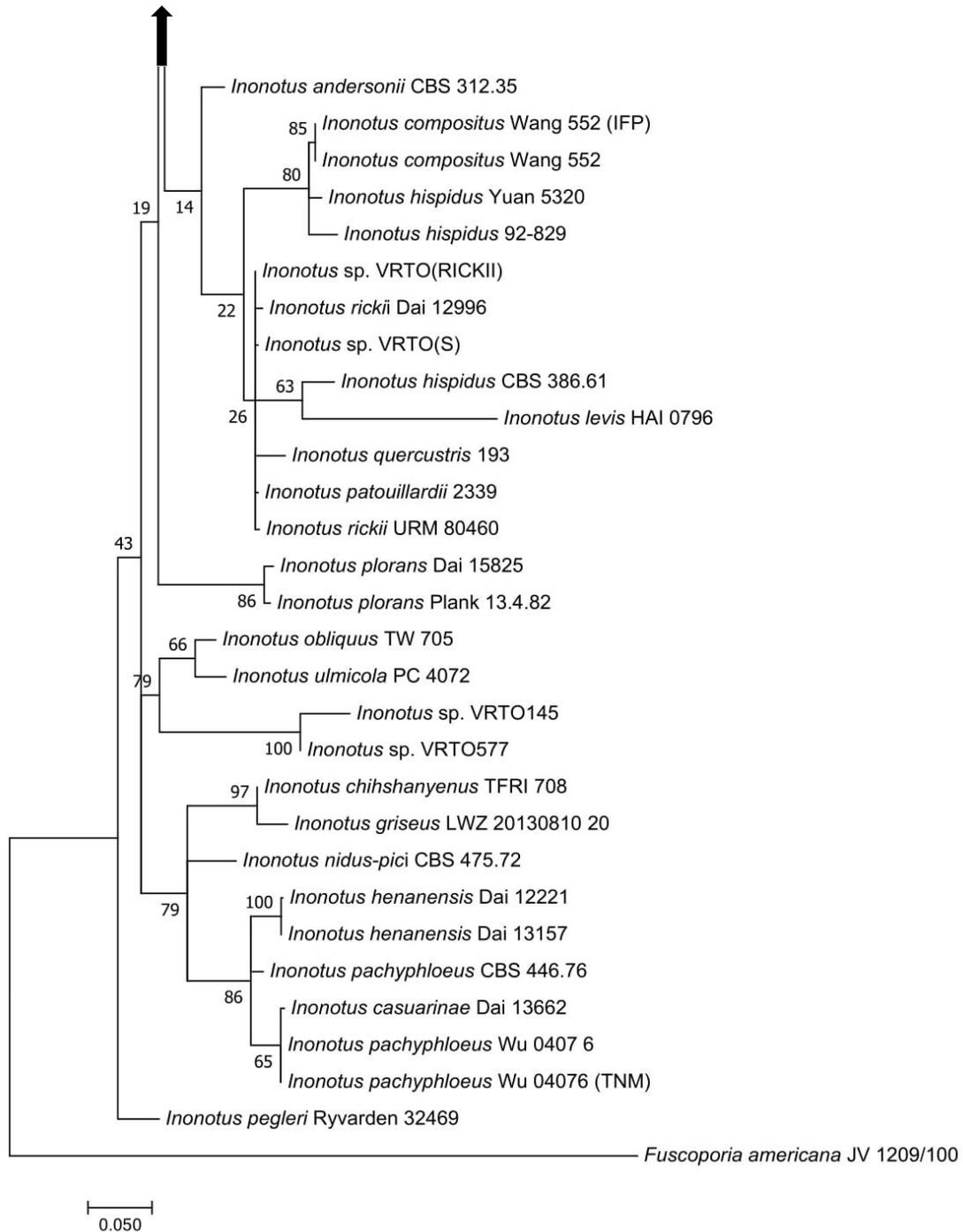


Fonte: O autor (2020).

Figura 12 – Árvore de *Inonotus* obtida por análise de máxima verossimilhança de seqüências das regiões nLSU e ITS. Os valores dos suportes presentes nos cladogramas são referentes ao bootstrap.

*Fuscoporia americana* representa o grupo externo.





Fonte: O autor (2020).

#### 4.7 *Phellinus*

O gênero *Phellinus* foi representado por três exemplares coletados, todos na REBIO de Pedra Talhada. Um exemplar foi identificado morfológicamente como *P. shaferi* e os demais apenas ao nível de gênero devido à ausência de estruturas férteis que permitissem a identificação ao nível de espécie. *Phellinus shaferi* já havia sido relatada para Alagoas (Tabela 1). Como já mencionado anteriormente, inúmeras espécies de *Phellinus* foram reorganizadas em outros gêneros, e as espécies aqui

identificadas como tal necessitam de análises moleculares para sua confirmação (Wagner & Fisher, 2001, 2002; Jeong *et al.*, 2005; Cui & Decock, 2013; Zhou *et al.*, 2016).

#### 4.8 *Phylloporia*

Foi coletado um total de 22 espécimes de *Phylloporia*, sendo 16 na REBIO de Pedra Talhada, dois no PARNAH de Monte Pascoal e quatro no Refúgio Ecológico Charles Darwin. Destes, 13 foram selecionados para a realização de análises filogenéticas, de um dos quais não foi possível a amplificação da região nLSU, usada para a confecção da árvore filogenética do gênero (Figura 16).

O exemplar VRTO739 formou um clado em comum (bootstrap = 100%) com *P. solicola*, também coletada no Refúgio Ecológico Charles Darwin (Wu *et al.*, 2019), se tratando filogeneticamente da mesma espécie.

Os espécimes VRTO85, VRTO753 e VRTO847 formaram um clado em comum com *P. montana*, confirmando-as como uma mesma espécie. *Phylloporia montana*, até então restrita ao local de seu espécime tipo, na Mata do Pau-Ferro, Areias, Paraíba (Wu *et al.* 2019), e o gênero *Phylloporia* são aqui relatados pela primeira vez para o estado de Alagoas (Tabela 2).

VRTO129, VRTO641 e VRTO742(A) formaram um clado entre si (bootstrap = 100%) sem nenhum agrupamento com outras espécies, representando uma possível nova espécie para a ciência (Figura 13). Os espécimes apresentam basidioma variando de centralmente a lateralmente estipitados, com píleo de 1,25 x 0,9 µm, esporos elipsoides, hialinos e levemente amarelados de 4 x 4.5 µm e 8 poros/mm. Essas características são semelhantes às de outras espécies do complexo *P. spathulata* e sua distinção só é possível com análise de DNA (Wu *et al.*, 2019).

VRTO(V525), VRTO686, VRTO744, VRTO(FPB) e VRTO(FP1) formaram um grupo irmão com as sequências de *Phylloporia* sp. (Robledo 1467) e *Phylloporia* sp. (Robledo 1790) (bootstrap = 100%), ambas coletadas na Argentina (Ferreira-Lopes *et al.*, 2016), representando uma possível outra nova espécie (Figuras 14 e 15). Os espécimes são caracterizados pelo basidioma centralmente a lateralmente estipitados, com 3,35 com de comprimento da base do estipe ao ápice do píleo, poros pequenos, 14 – 16/mm e esporos elipsoides, hialinos e levemente amarelados de 4

µm. Assim como VRTO129, VRTO641 e VRTO742(A), pertencem ao complexo *P. spathulata*.

O espécime tipo de *P. spathulata* foi originalmente coletado no Equador, sendo necessárias sequências do material tipo ou de materiais coletados na mesma região do material tipo para que se possa melhor delimitar a espécie.

Figura 13 – Basidioma de *Phylloporia* sp. nov. 1. (VRTO641). Barra de escala = 1 cm.



Fonte: O autor (2020).

Figura 14 – Basidioma de *Phylloporia* sp. nov. 2. (VRTO686). Barra de escala representa 2 cm.



Fonte: O autor (2020).

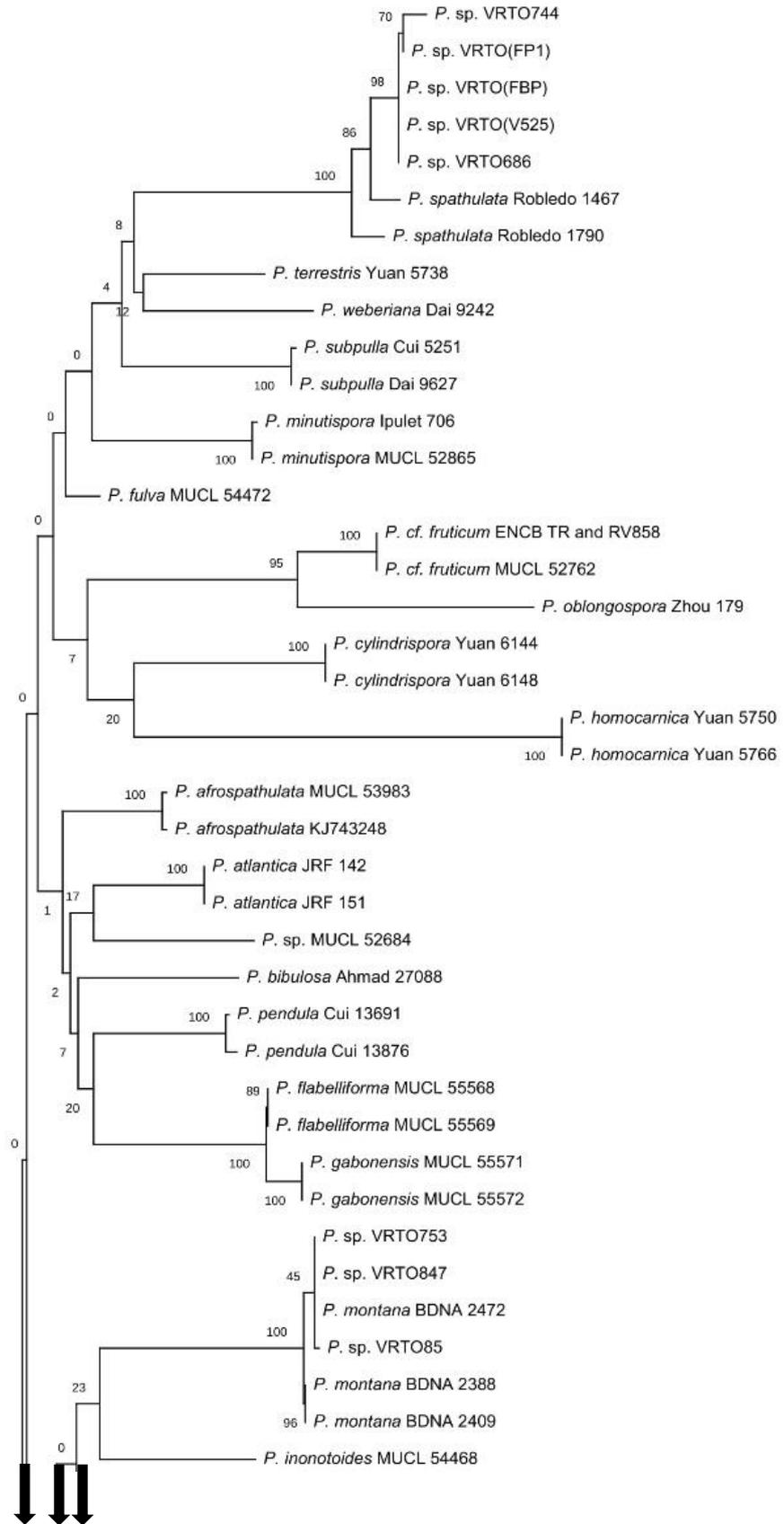
Figura 15 – Basidioma de *Phylloporia* sp. nov. 2. (VRTO686). Superfície himenial (a) e habhimenial (b). Barra de escala representa 1 cm.

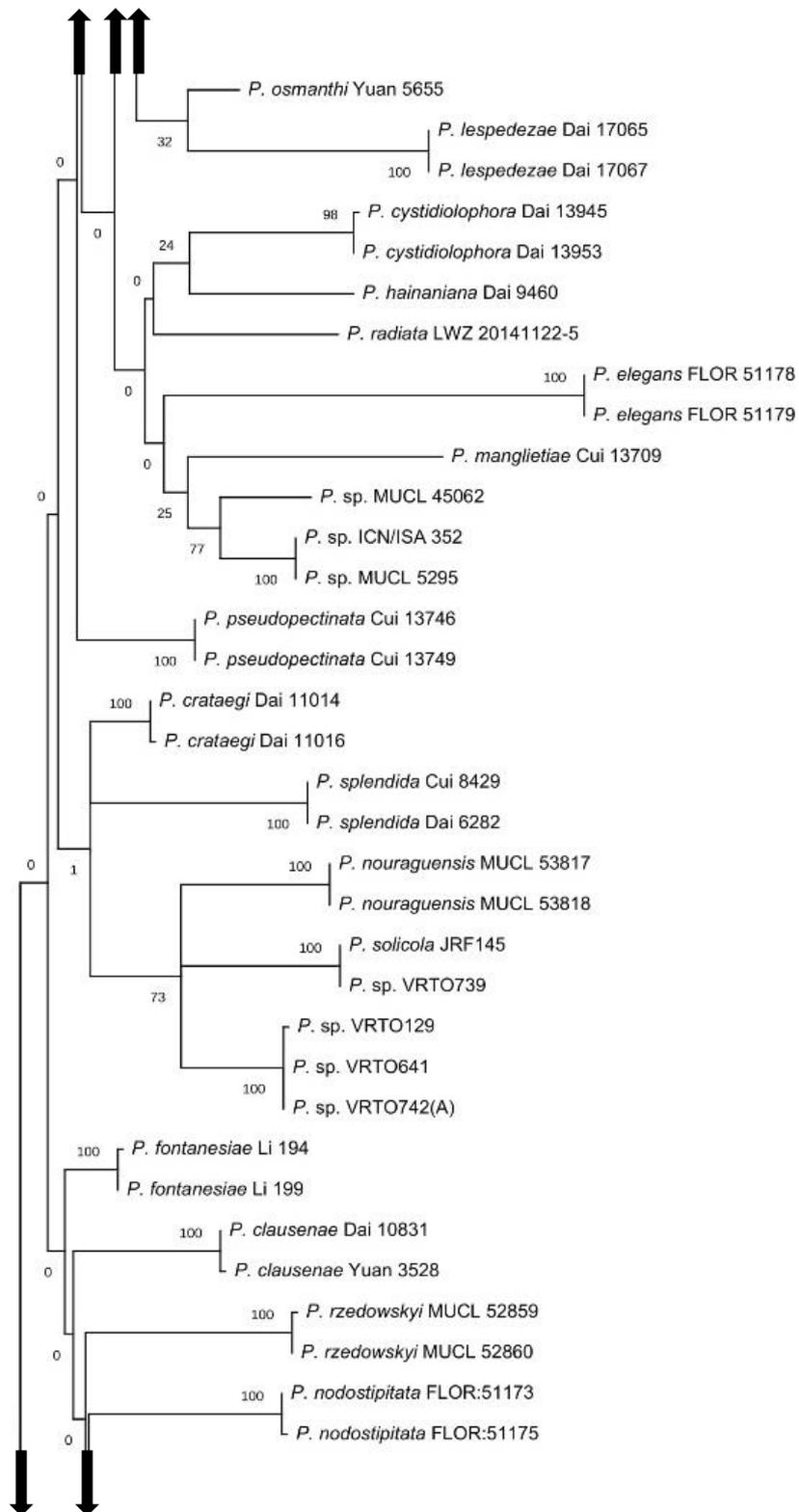


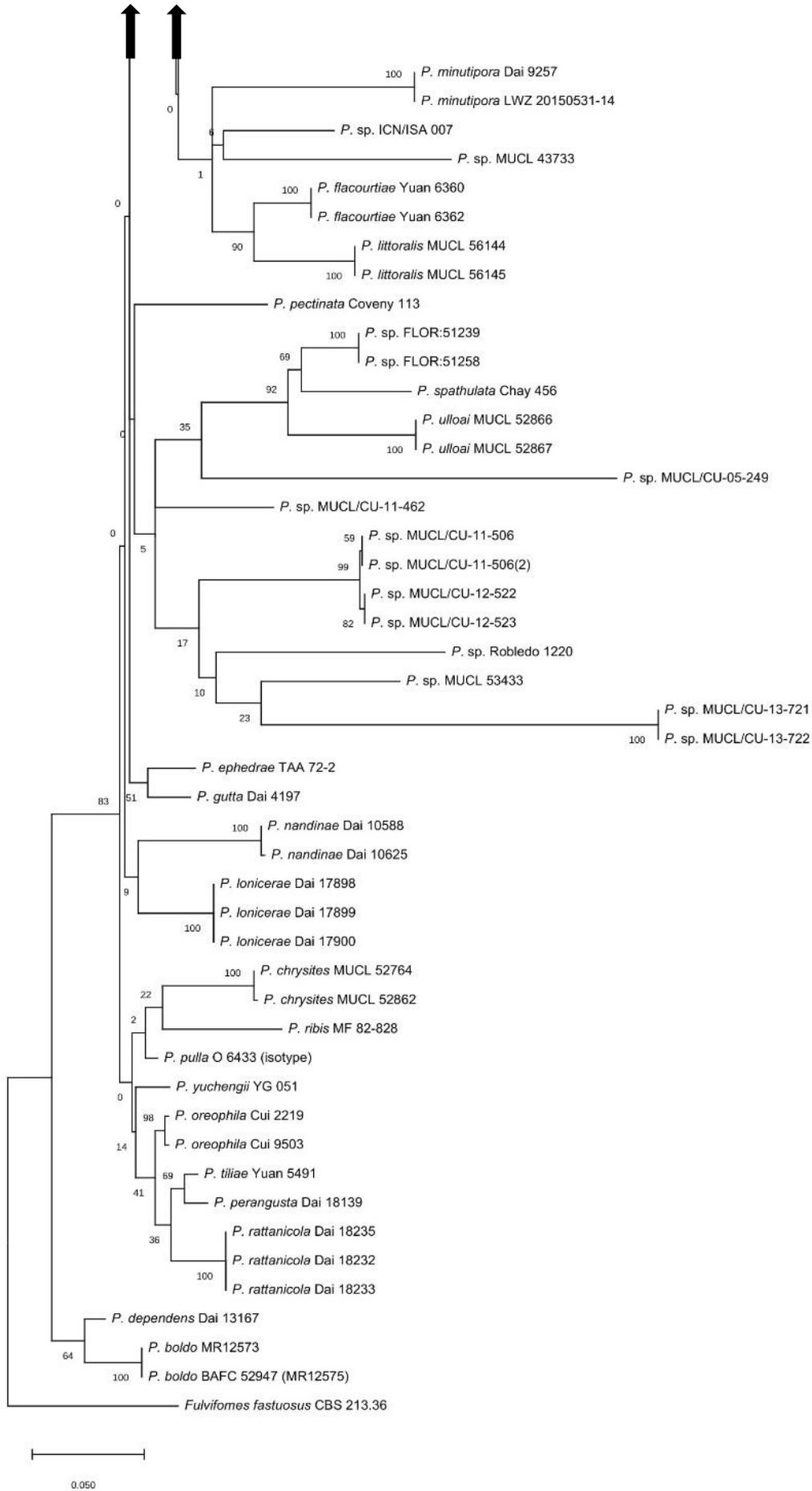
Fonte: O autor (2020).

Figura 16 – Árvore de *Phylloporia* obtida por análise de máxima verossimilhança de sequências das regiões nLSU e ITS. Os valores dos suportes presentes nos cladogramas são referentes ao bootstrap.

*Fulvifomes fastuosus* representa o grupo externo.







Fonte: O autor (2020).

#### 4.9 *Tropicoporus*

Foram identificados 22 espécimes de *Tropicoporus* coletados na REBIO de Pedra Talhada, no PARNAH de Monte Pascoal e no 7° GAC em Olinda (Tabela 2). Destes, 19 foram selecionados para a realização de análises moleculares das regiões nLSU e ITS, entretanto, por motivos de sequenciamento e alinhamento problemáticos, na análise filogenética foram incluídas apenas as sequências da região ITS (Figura 19), que normalmente é a região mais estudada em pesquisas para este gênero (Tian *et al.*, 2013; Wu *et al.*, 2015; Coelho *et al.*, 2016; Zhou *et al.*, 2016; Salvador-Montoya, *et al.*, 2018). As sequências VRTO406, VRTO407, VRTO544, VRTO688 e VRTO910 não foram incluídas nas análises filogenéticas, pois destes espécimes foram obtidas apenas sequências da região nLSU.

Os espécimes VRTO226, VRTO782(A), VRTO(V490) e VRTO(R567), formaram um clado em comum com *T. linteus* (bootstrap = 45), indicando todo este clado como uma provável mesma espécie. O baixo valor obtido na análise de máxima verossimilhança para estes espécimes pode estar relacionada à variabilidade genética de *T. linteus* ou ao complexo de espécies característico deste gênero, o que pode indicar que algumas dos espécimes agrupados neste clado podem ser novas espécies (Tian *et al.*, 2013; Wu, *et al.*, 2015; Coelho *et al.*, 2016; Zhou *et al.*, 2016; Salvador-Montoya *et al.*, 2018). Estudos moleculares mais detalhados são necessários para confirmar esta hipótese.

VRTO(BFO14), VRTO(V484), VRTO152, VRTO947, VRTO916, VRTO(R559), VRTO563, VRTO558 e VRTO(R561) formaram um clado em comum com *T. tropicalis* (bootstrap = 99%), conformando os espécimes como representantes desta espécie, um novo registro para os estados da Bahia e Pernambuco (tabela 2) (SpeciesLink, 2019).

O exemplar VRTO884 formou um clado em comum com *T. stratificans* (bootstrap = 99%), confirmando esta espécie para o exemplar em questão. *Tropicoporus stratificans* é aqui relatado como um novo registro para Alagoas e o Nordeste (Tabela 2).

Os espécimes VRTO131 e VRTO195 não formaram clado em comum com nenhuma outra espécie, indicando-os como uma nova espécie para a ciência (Figuras 17 e 18). VRTO131 e VRTO195 possuem sistema hifálico monomítico no contexto e

dimítico na trama, poros circulares, variando de 3 a 4/mm e esporos elipsoides com um lado achatado, com comprimento de 5 – 5.5 x 4 – 4.5  $\mu\text{m}$ . Além disso, a espécie se caracteriza pela ausência de setas himeniais, comuns em *Tropicoporus*.

Figura 17 – Basidioma em campo de *Tropicoporus*. sp. nov.



Fonte: O autor (2020).

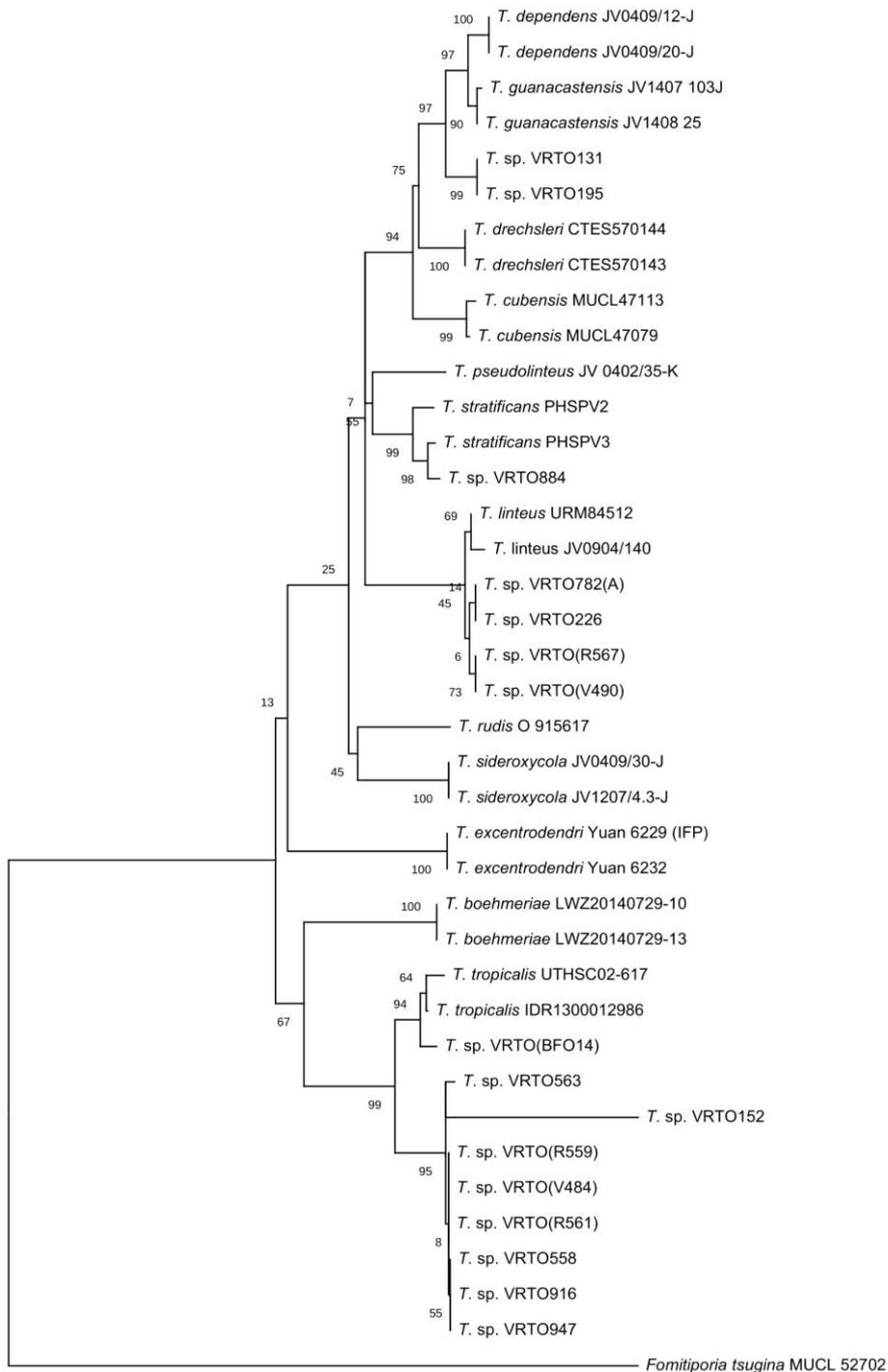
Figura 18 – Basidioma de *Tropicoporis* sp (VRTO131). Barra de escala representa 2 cm.



Fonte: O autor (2020).

Figura 19 – Árvore de *Tropicoporus* obtida por análise de máxima verossimilhança de seqüências das regiões nLSU e ITS. Os valores dos suportes presentes nos cladogramas são referentes ao bootstrap.

*Fomitiporia tsugina* representa o grupo externo.



Fonte: O autor (2020).

#### 4.10 ANÁLISES ECOLÓGICAS

Para as análises ecológicas, foram usados os dados das coletas realizadas na REBIO de Pedra Talhada e no PARNAH de Monte Pascoal, uma vez que a metodologia empregada nessas duas unidades era padronizada e passível de comparação.

O número de espécies coletados na REBIO foi superior ao do PARNAH, sendo os gêneros *Fomitiporella*, *Inonotus* e *Phellinus* encontrados apenas naquela reserva. Em contrapartida, *Coltricia* foi coletada exclusivamente no PARNAH (Figura 20). Em relação à composição dos gêneros presentes nas áreas nativas e antropizadas, *Coltricia* e *Phylloporia* foram registradas apenas para as áreas antropizadas e *Fomitiporia*, *Fuscoporia* e *Tropicoporus* para as áreas naturais do PARNAH (Figura 21). Os resultados mostraram um total de 25 espécies analisadas, e os estimadores de riqueza não paramétricos obtiveram como resultado: Chao1 = 42.5814,  $\pm 14.06744$  e Jackknife = 36.72093,  $\pm 4.160386$ , indicando que o esforço amostral não foi suficiente para a coleta de todas as espécies da família.

O índice de Shannon mostrou que não houve diferença significativa para a diversidade e a riqueza entre as Unidades de Conservação (UC's) e entre as áreas antropizadas e naturais. A diversidade de Hymenochaetaceae em áreas antropizadas foi maior ( $H' = 2,55$ ) em comparação à área natural ( $H' = 2,05$ ), no entanto esta diferença não é estatisticamente significativa ( $\chi^2 = 0,061$ ,  $p = 0,804$ ).

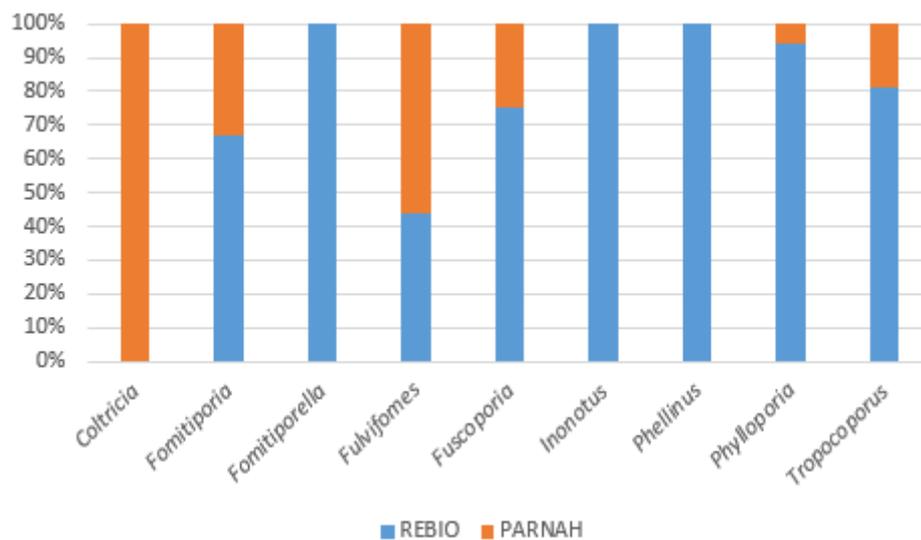
O índice de Bray-Curtis mostrou uma forte similaridade e que não houve diferença significativa na composição de espécies entre as unidades de conservação, nem entre áreas antropizadas e nativas (Figuras 22 e 23). Drechsler-Santos *et al.* (2010), estudando aspectos ecológicos de Hymenochaetaceae em áreas de Caatinga no Nordeste do Brasil, também obtiveram um alto valor de similaridade entre as áreas estudadas, indicando que a família se distribui de forma uniforme nas diferentes florestas pesquisadas e independente do bioma em que está inserida. De modo semelhante, Gibertoni *et al.*, (2015) em estudos realizados com fungos poróides em diferentes fragmentos de Mata Atlântica na região Nordeste do Brasil, não apresentaram distinção de grupos de fungos entre as áreas estudadas.

Gibertoni *et al.* (2007), em estudo realizado com Aphyllorphorales na Mata Atlântica da região Nordeste do Brasil, sugerem que o grau de conservação de uma

área influencia sua comunidade e que a similaridade entre ambas tende a diminuir com a distância entre elas, o que difere dos resultados obtidos para as UCs da REBIO e PARNAH, uma vez que ambas apresentam uma considerável distância entre si. A semelhança dos resultados ecológicos obtidos entre as áreas estudadas pode indicar que o estado de conservação entre ambas é parecido, tanto para as áreas antropizadas quanto para as naturais.

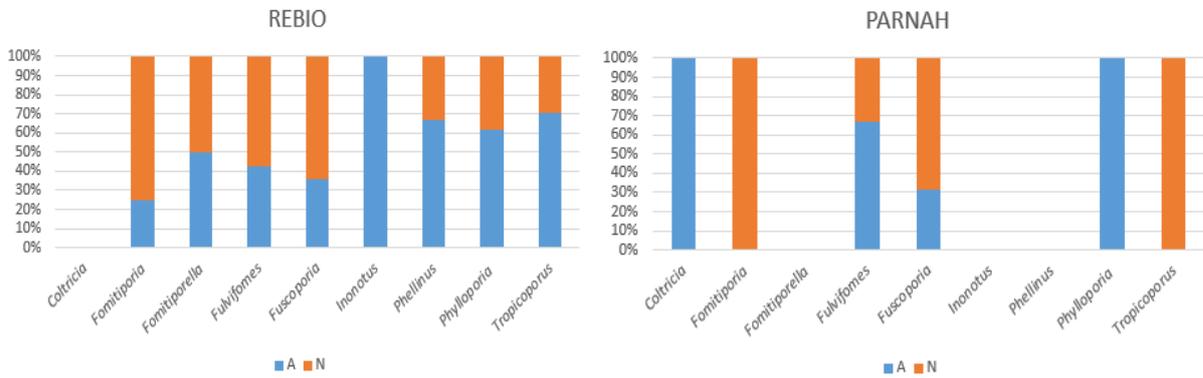
Os gêneros encontrados nas áreas estudadas correspondem em sua maioria com os gêneros já relatados para as áreas de Mata Atlântica no Nordeste (Tabela 1). Apesar do baixo esforço amostral, os espécimes estudados fazem parte do grande grupo de fungos poroides (Tabela 2).

Figura 20 – Relação da porcentagem de espécimes coletados na REBIO e no PARNAH.



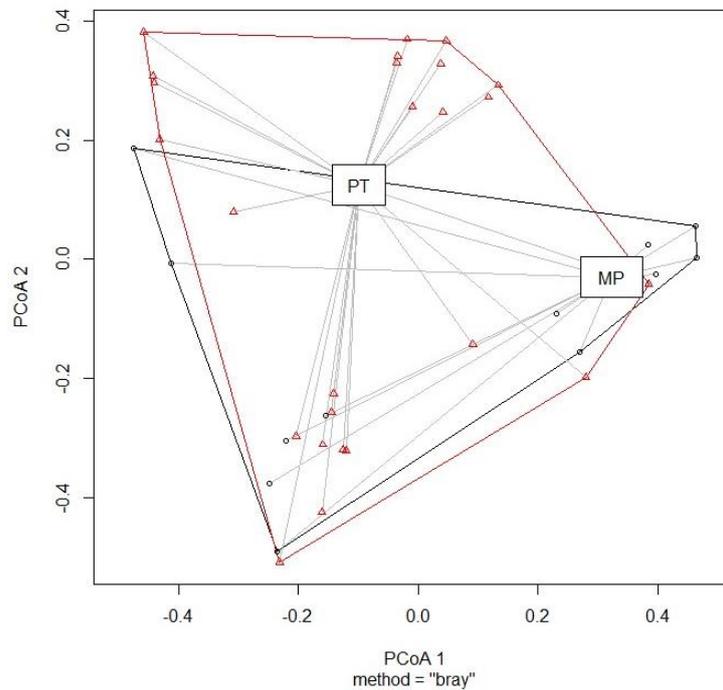
Fonte: O autor (2020).

Figura 21 – Relação da porcentagem dos gêneros em áreas antropizadas e nativas da REBIO e do PARNAH. "A" representa a área antropizadas e "N" a área nativa.



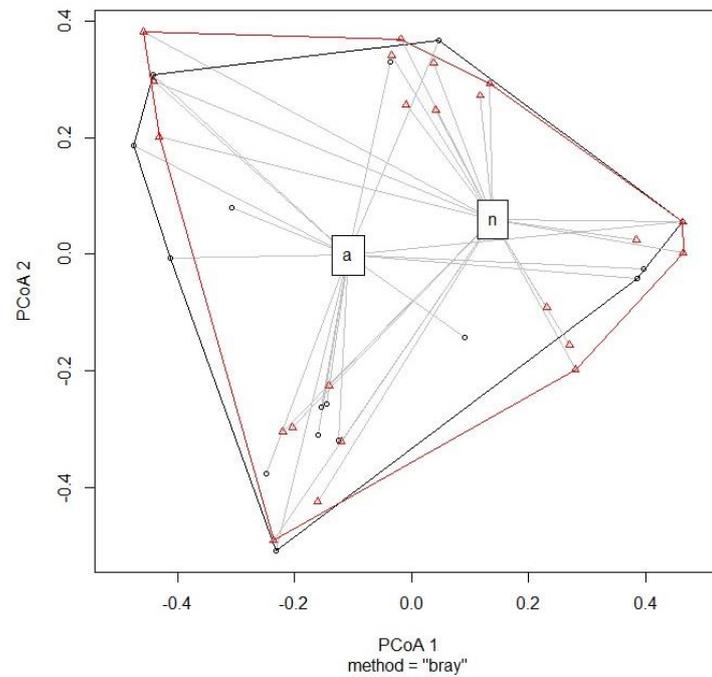
Fonte: O autor (2020).

Figura 22 – Resultado de uma Análise de Coordenadas Principais a partir da composição de espécies de Hymenochaetaceae registrados nas parcelas da REBIO e do PARNAH. Triângulos vermelhos representam as parcelas de Pedra Talhada e os círculos pretos representam as parcelas de Monte Pascoal. Os polígonos mostram a sobreposição da composição de Hymenochaetaceae nas parcelas das duas áreas.



Fonte: O autor (2020).

Figura 23 – Resultado de uma Análise de Coordenadas Principais a partir da composição de espécies de Hymenochaetaceae registrados nas áreas antropizadas e nativas da REBIO e do PARNAH. Triângulos vermelhos representam as parcelas de Pedra Talhada, e os círculos pretos representam as parcelas de Monte Pascoal. Os polígonos mostram a sobreposição da composição de Hymenochaetaceae nas parcelas das duas áreas.



Fonte: O autor (2020).

## 5 CONSIDERAÇÕES FINAIS

Levando-se em consideração o número de áreas coletadas, pode-se afirmar que:

- O considerável número de espécies na Mata Atlântica do Nordeste do Brasil faz de Hymenochaetaceae uma família bastante representativa, com novas espécies e novos registros relatados;
- As identificações realizadas contribuem para uma melhor delimitação de Hymenochaetaceae e suas espécies;
- Apesar dos avanços moleculares usados na identificação de espécies, existem complexos a serem resolvidos e espécies crípticas podem ser reveladas. O sequenciamento de outras regiões do DNA é essencial para a sua resolução;
- O baixo esforço amostral para o número de espécimes coletados indica que Hymenochaetaceae e seus gêneros não são bons indicadores de qualidade ambiental em Mata Atlântica.

## REFERÊNCIAS

- Amalfi, M., Yombiyeni, P., & Decock, C. 2010. *Fomitiporia* in sub-Saharan Africa: morphology and multigene phylogenetic analysis support three new species from the Guineo-Congolian rainforest. **Mycologia**, 102(6), 1303-1317.
- Amalfi, M., Raymundo, T., Valenzuela, R., & Decock, C. 2012. *Fomitiporia cupressicola* sp. nov., a parasite on *Cupressus arizonica*, and additional unnamed clades in the southern USA and northern Mexico, determined by multilocus phylogenetic analyses. *Mycologia*, 104(4), 880-893.
- Amalfi, M., & Decock, C. 2013. *Fomitiporia castilloi* sp. nov. and multiple clades around *F. apiahyna* and *F. texana* in Meso- and South America evidenced by multiloci phylogenetic inferences. **Mycologia**, 105(4), 873-887.
- Annesi, T., Coppola, R., & Motta, E. 2003. Decay and canker caused by *Inonotus rickii* spreading on more urban tree species. **Forest Pathology**, 33(6), 405-412.
- Angelini, P., Girometta, C., Tirillini, B., Moretti, S., Covino, S., Cipriani, M., D'Ellena, E., Angeles, G., Federici, E., Savino, E., Cruciani, G. & Venanzoni, R. 2019. A comparative study of the antimicrobial and antioxidant activities of *Inonotus hispidus* fruit and their mycelia extracts. **International Journal of Food Properties**, 22(1), 768-783.
- Baek, J., Roh, H. S., Baek, K. H., Lee, S., Lee, S., Song, S. S., & Kim, K. H. 2018. Bioactivity-based analysis and chemical characterization of cytotoxic constituents from Chaga mushroom (*Inonotus obliquus*) that induce apoptosis in human lung adenocarcinoma cells. **Journal of Ethnopharmacology**, 224, 63-75.
- Baltazar, J. M., & Gibertoni, T. B. 2009. A checklist of the aphylloroid fungi (Basidiomycota) recorded from the Brazilian Atlantic Forest. **Mycotaxon**, 109(1), 439-442.
- Baltazar, J. M., Ryvarden, L., & Gibertoni, T. B. 2010. The genus *Coltricia* in Brazil: new records and two new species. **Mycologia**, 102(6), 1253-1262.
- Baltazar, J. M., & Silveira, R. M. B. D. 2012. A new name for a *Coltricia* (Basidiomycota) from India. **Mycotaxon**, 119(1), 385-389.
- Baltazar, J. M., Drechsler-Santos, E. R., Ryvarden, L., Cavalcanti, M. A. Q., & Gibertoni, T. B. 2012. Contribution to the knowledge of polypores (Agaricomycetes) from the Atlantic forest and Caatinga, with new records from Brazil. **Mycosphere**, 3(3), 267-280.
- Bian, L. S., & Dai, Y. C. 2015. *Coltriciella globosa* and *C. pseudodependens* spp. nov. (Hymenochaetales) from southern China based on morphological and molecular characters. **Mycoscience**, 56(2), 190-197.

- Bian, L. S., Wu, F., & Dai, Y. C. 2016. Two new species of *Coltricia* (Hymenochaetaceae, Basidiomycota) from southern China based on evidence from morphology and DNA sequence data. **Mycological Progress**, 15(3), 27.
- Bittencourt, F., Stürmer, S. L., Reck, M. A., & Drechsler-Santos, E. R. 2018. *Phylloporia minuta* sp. nov. (Basidiomycota, Hymenochaetales): a remarkable species discovered in a small protected urban area of Atlantic Forest. **Phytotaxa**, 348(3), 199-210.
- Boa, E. R. 2004. Wild edible fungi: a global overview of their use and importance to people (No. 17). **Food & Agriculture Org.**
- Campos-Santana, M., Amalfi, M., Robledo, G., Da Silveira, R. M. B., & Decock, C. 2014. *Fomitiporia neotropica*, a new species from South America evidenced by multilocus phylogenetic analyses. **Mycological Progress**, 13(3), 601-615.
- Campos Santana, M., Robledo, G. L., Decock, C., & Silveira, R. M. B. D. 2015. Diversity of the poroid Hymenochaetaceae (Basidiomycota) from the Atlantic Forest and Pampa in Southern Brazil. **Cryptogamie, Mycologie**, 36(1), 43-79.
- Cardoso, J. T. 2016. A mata atlântica e sua conservação. **Encontros Teológicos**, Florianópolis, v.31, n.3: 441-458.
- Catalogue of Life. Disponível em: < <http://www.catalogueoflife.org/>>. Acesso em: 01/12/2019.
- Chen, H., & Cui, B. K. 2017. Multi-locus phylogeny and morphology reveal five new species of *Fomitiporia* (Hymenochaetaceae) from China. **Mycological Progress**, 16(7), 687-701.
- Chen, Q. & Yuan, Y. 2017. A new species of *Fuscoporia* (Hymenochaetales, Basidiomycota) from southern China. **Mycosphere**, 8(6), 1238-1245.
- Chen, Q., Wu, F., Ji, X. H., Si, J., Zhou, L. W., Tian, X. M., Vlasák, J. & Dai, Y. C. 2019. Phylogeny of the genus *Fuscoporia* and taxonomic assessment of the *F. contigua* group. **Mycologia**, 1-22.
- Cheng, T., Chepkirui, C., Decock, C., Matasyoh, J. C., & Stadler, M. 2019. Sesquiterpenes from an Eastern African medicinal mushroom belonging to the genus *Sanghuangporus*. **Journal of Natural Products**, 82(5), 1283-1291.
- Chepkirui, C., Cheng, T., Matasyoh, J., Decock, C., & Stadler, M. 2018. An unprecedented spiro [furan-2, 1'-indene]-3-one derivative and other nematicidal and antimicrobial metabolites from *Sanghuangporus* sp. (Hymenochaetaceae, Basidiomycota) collected in Kenya. **Phytochemistry Letters**, 25, 141-146.
- Coelho, G., Silveira, A. D. O., Antonioli, Z. I., & Yurchenko, E. 2016. *Tropicoporus stratificans* sp. nov. (Hymenochaetales, Basidiomycota) from southern Brazil. **Phytotaxa**, 245(2), 144-152.
- Corner, E. J. H. 1932. The Fruit-body of *Polystictus xanthopus*, Fr. **Annals of Botany**, 46(181), 71-111.

- Cracraft, J. 1994. Species diversity, biogeography, and the evolution of biotas. **American Zoologist**, 34(1), 33-47.
- Crous, P. W., Wingfield, M. J., Burgess, T. I., Hardy, G. S. J., Gené, J., Guarro, J., ... & Thangavel, R. 2018. Fungal Planet description sheets: 716–784. **Persoonia: Molecular Phylogeny and Evolution of Fungi**, 40, 240-393.
- Cui, B. K., & Decock, C. 2013. *Phellinus castanopsidis* sp. nov. (Hymenochaetaceae) from southern China, with preliminary phylogeny based on rDNA sequences. **Mycological Progress**, 12(2), 341-351.
- Cui, B. K., Zhao, C. L., Vlasak, J., & Dai, Y. C. 2014. A preliminary report on decay and canker of *Acacia richii* caused by *Inonotus rickii* in China. **Forest Pathology**, 44(1), 82-84.
- Cui, B. K., Dai, Y. C., He, S. H., Zhou, L. W., & Yuan, H. S. 2015. A novel *Phellinidium* sp. causes laminated root rot on Qilian juniper (*Sabina przewalskii*) in northwest China. **Plant Disease**, 99(1), 39-43.
- Dai, Y. C. 1995. Changbai wood-rotting fungi 3. The genus *Phellinidium* (Basidiomycetes) and a new species, *P. aciferum*. In **Annales Botanici Fennici** (pp. 63-73). Finnish Zoological and Botanical Publishing Board.
- Dai, Y. C., Cui, B. K., & Decock, C. 2008. A new species of *Fomitiporia* (Hymenochaetaceae, Basidiomycota) from China based on morphological and molecular characters. **Mycological Research**, 112(3), 375-380.
- Dai, Y. C. 2010. Hymenochaetaceae (Basidiomycota) in China. **Fungal Diversity**, 45(1), 131-343.
- Dai, Y. C., & Li, H. J. 2012. Type studies on *Coltricia* and *Coltriciella* described by E.J.H. Corner from Southeast Asia. **Mycoscience**, 53(5), 337-346.
- Decock, C., Bitew, A., & Castillo, G. 2005. *Fomitiporia tenuis* and *Fomitiporia aethiopica* (Basidiomycetes, Hymenochaetales), two undescribed species from the Ethiopian highlands: taxonomy and phylogeny. **Mycologia**, 97(1), 121-129.
- Decock, C., Figueroa, S. H., Robledo, G., & Castillo, G. 2007. *Fomitiporia punctata* (Basidiomycota, Hymenochaetales) and its presumed taxonomic synonyms in America: taxonomy and phylogeny of some species from tropical/subtropical areas. **Mycologia**, 99(5), 733-752.
- Drechsler-Santos, E. R., Robledo, G. L., Lima-Junior, N. C., Malosso, E., Reck, M. A., Gibertoni, T. B., Cavalcanti, M. A. Q. & Rajchenberg, M. 2016. *Phellinotus*, a new neotropical genus in the Hymenochaetaceae (Basidiomycota, Hymenochaetales). **Phytotaxa**, 261(3), 218-239.
- Ellis, J. B., & B. M. Everhart. 1889. *Mucronoporus*, E. & E. **The Journal of Mycology**, 90-92.

- Ferreira-Lopes, V., Robledo, G. L., Reck, M. A., Neto, A. G., & Drechsler-Santos, E. R. 2016. *Phylloporia spathulata* sensu stricto and two new South American stipitate species of *Phylloporia* (Hymenochaetaceae). **Phytotaxa**, 257(2), 133-148.
- Fiasson, J. L. 1982. Distribution of styrylpyrones in the basidiocarps of various Hymenochaetaceae. **Biochemical Systematics and Ecology**, 10(4), 289-296.
- Fiasson, J. L., & Niemelä, T. 1984. The Hymenochaetales: a revision of the European poroid taxa. **Karstenia**, 24, 14-28.
- Fidalgo, O., Bononi, V.L.R. 1989. Técnicas de coleta, preservação e herborização de material botânico. Instituto de Botânica/Imprensa Oficial do Estado de São Paulo, São Paulo.
- Figueroa, S. H., & Bondarceva, M. A. 1982. Especies del género *Phellinus* (Basidiomycetes: Hymenochaetaceae) nuevas o poco conocidas en Cuba.
- Flora do Brasil 2020 em construção. Jardim Botânico do Rio de Janeiro. Disponível em: < <http://floradobrasil.jbrj.gov.br/> >. Acesso em: 01 Dez. 2019.
- GenBank. 2019. GenBank Overview. Disponível em: <<https://www.ncbi.nlm.nih.gov/genbank/>>.
- Ghobad-Nejhad, M., & Kotiranta, H. 2008. The genus *Inonotus* sensu lato in Iran, with keys to *Inocutis* and *Mensularia* worldwide. In **Annales Botanici Fennici** (Vol. 45, No. 6, pp. 465-477). Finnish Zoological and Botanical Publishing Board.
- Gibertoni, B. T. & Cavalcanti, M. A. Q. 2003. A mycological survey of the Aphyllophorales (Basidiomycotina) of the Atlantic Rain Forest in the state of Pernambuco, Brazil. **Mycotaxon**, 87, 203-211.
- Gibertoni, T. B., Nogueira-Melo, G. S., de Lira, C. R., Baltazar, J. M., & Santos, P. J. 2015. Distribution of poroid fungi (Basidiomycota) in the Atlantic Rain Forest in Northeast Brazil: implications for conservation. **Biodiversity and conservation**, 24(9), 2227-2237.
- Goes-Neto, A. 1999. Polypore diversity in the State of Bahia, Brazil: a historical review. **Mycotaxon**.
- Góes-Neto, A., Loguercio-Leite, C., & Guerrero, R. T. 2000. Taxonomy and qualitative ecological aspects of poroid Hymenochaetales in a Brazilian seasonal tropical forest. **Mycotaxon**, 76, 197-211.
- 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.
- Gomes-Silva, A. C., Ryvardeen, L. & Gibertoni, T. B. 2008. *Coltricia fragilissima*, a new record for Brazil. **Mycotaxon**, 105: 469-472.

Gomes-Silva, A. C., Ryvarde, L., & Gibertoni, T. B. 2009. New and interesting species of Hymenochaetaceae from the Brazilian Amazonia. **Mycological progress**, 8(4), 273.

Gomes-Silva, A. C., Baltazar, J. M., & Gibertoni, T. B. 2012. *Coltricia* and *Hymenochaete* (Hymenochaetaceae) from the Amazonia and the Atlantic Forest, Brazil: One new combination and new records. **The Journal of the Torrey Botanical Society**, 139(4), 428-437.

Groposo, C., Loguercio-Leite, C., & Goes-Neto, A. 2007. *Fuscoporia* (basidiomycota, Hymenochaetales) in Southern Brazil. **Mycotaxon**, 101(1), 55-63.

Gründemann, C., Arnhold, M., Meier, S., Bäcker, C., Garcia-Käufer, M., Grunewald, F., Steinborn, C., Klemd, A. M., Wille, R., Huber, R. & Lindequist, U. 2016. Effects of *Inonotus hispidus* extracts and compounds on human immunocompetent cells. **Planta Medica**, 82(15), 1359-1367.

He, S. H., & Dai, Y. C. 2012. Taxonomy and phylogeny of *Hymenochaete* and allied genera of Hymenochaetaceae (Basidiomycota) in China. **Fungal Diversity**, 56(1), 77-93.

Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e Recursos Naturais Renováveis (Ibama). 2006. Plano Operativo de Prevenção e Combate aos Incêndios Florestais da Reserva Biológica de Pedra Talhada. Disponível em: <[http://www.ibama.gov.br/phocadownload/prevfogo/planos\\_operativos/plano\\_operativo\\_reserva\\_biologica\\_de\\_pedra\\_talhada.pdf](http://www.ibama.gov.br/phocadownload/prevfogo/planos_operativos/plano_operativo_reserva_biologica_de_pedra_talhada.pdf)>.

Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade (ICMBio). 2017. Plano de Manejo da Reserva Biológica de Pedra Talhada. Disponível em: <<http://www.icmbio.gov.br/portal/unidadesdeconservacao/biomas-brasileiros/mata-atlantica/unidades-de-conservacao-mata-atlantica/2154-rebio-de-pedra-talhada>>.

Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade (ICMBio). 2018. Parque Nacional e Histórico do Monte Pascoal. Disponível em: <<http://www.icmbio.gov.br/portal/visitacao1/unidades-abertas-a-visitacao/194-parque-nacional-do-monte-pascoal>>.

Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade (ICMBio). 2019. Mata Atlântica. Disponível em: <<http://www.icmbio.gov.br/portal/unidadesdeconservacao/biomas-brasileiros/mata-atlantica>>.

Imazeki, R. 1966. The genus *Pyrrhoderma* Imazeki. **Transactions of the Mycological Society of Japan**, 7(1), 3-11.

Index Fungorum. 2019. Disponível em: <<http://www.indexfungorum.org/Names/Names.asp>>.

Jang, Y., Jang, S., Lee, J., Lee, H., Lim, Y. W., Kim, C., & Kim, J. J. 2016. Diversity of wood-inhabiting polyporoid and corticioid fungi in Odaesan National Park, Korea. **Mycobiology**, 44(4), 217-236.

- Jayawardena, R. S., Hyde, K. D., Jeewon, R., Ghobad-Nejhad, M., Wanasinghe, D. N., Liu, N., Phillips, A. J. L., Oliveira-Filho, J. R. C., Silva, G. A., Gibertoni, T. B., Abeywikrama, P., Carris, C. M., Chethana, K. W. T., Dissanayake, A. J., Hongsanan, S., Jayasiri, S. C., McTaggart, A. R., Perera, R. H., Phutthacharoen, K., Savchenko, K. G., Shivas, R. G., Thongklang, N., Dong, W., Wey, D., Wijayawardena, N. N., Kang, J. C. 2019. One stop shop II: taxonomic update with molecular phylogeny for important phytopathogenic genera: 26–50. 2019. **Fungal Diversity**, 94(1), 41-129.
- Jeong, W. J., Lim, Y. W., Lee, J. S., & Jung, H. S. 2005. Phylogeny of *Phellinus* and related genera inferred from combined data of ITS and mitochondrial SSU rDNA sequences. **Journal of Microbiology and Biotechnology**, 15(5), 1028.
- Ji, X. H., Dai, Y. C., & Vlasák, J. 2017. Two new species of *Fulvifomes* (Hymenochaetales, Basidiomycota) from America. **MycoKeys**, 22, 1.
- 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.
- Ji, X. H., Vlasák, J., Tian, X. M., & Dai, Y. C. 2018. Three new species of *Fomitiporella* (Hymenochaetales, Basidiomycota) based on the evidence from morphology and DNA sequence data. **MycoKeys**, (30), 73.
- Kinnunen, A., Maijala, P., Järvinen, P., & Hatakka, A. 2017. Improved efficiency in screening for lignin-modifying peroxidases and laccases of basidiomycetes. **Current Biotechnology**, 6(2), 105-115.
- Kovacs, B., Zomborszki, Z. P., Orban-Gyapai, O., Csupor-Löffler, B., Liktör-Busa, E., Lazar, A., Papp, V., Urbán, E., Hohmann, J. & Vanyolos, A. 2017. Investigation of Antimicrobial, Antioxidant, and Xanthine Oxidase– Inhibitory Activities of *Phellinus* (Agaricomycetes) Mushroom Species Native to Central Europe. **International Journal of Medicinal Mushrooms**, 19(5).
- Kumar, S., Stecher, G., & Tamura, K. 2016. MEGA7: molecular evolutionary genetics analysis version 7.0 for bigger datasets. **Molecular Biology and Evolution**, 33(7), 1870-1874.
- Kumar, S., Stecher, G., Li, M., Knyaz, C., & Tamura, K. 2018. MEGA X: molecular evolutionary genetics analysis across computing platforms. **Molecular Biology and Evolution**, 35(6), 1547-1549.
- Larsson, K. H., Parmasto, E., Fischer, M., Langer, E., Nakasone, K. K., & Redhead, S. A. 2006. Hymenochaetales: a molecular phylogeny for the hymenochaetoid clade. **Mycologia**, 98(6), 926-936.
- Lemieszek, M. K., Langner, E., Kaczor, J., Kandefer-Szerszen, M., Sanecka, B., Mazurkiewicz, W., & Rzeski, W. 2011. Anticancer effects of fraction isolated from fruiting bodies of Chaga medicinal mushroom, *Inonotus obliquus* (Pers.: Fr.) Pilát (Aphyllophoromycetidae): in vitro studies. **International Journal of Medicinal Mushrooms**, 13(2).

Lima, V. X., Nogueira-Melo, G. S., Baltazar, J. M., de Medeiros, P. S., Soares, A. M., de Lira, C. R. S., & Gibertoni, T. B. 2018. Fungal perspective on neotropical biogeography: poroid fungi (Agaricomycetes: Hymenochaetales and Polyporales) and the Brazilian moist forests. **Fungal Ecology**, 36, 1-7.

Lira, C., Nogueira-Melo, G. S., Ryvarden, L., & Gibertoni, T. 2016. A checklist of Hymenochaetaceae from Northeast Brazil. **Mycotaxon**, 130, 1-9.

Lodge, D. J; Ammirati, J. F; O'dell, T; Mueller, G. M; Huhndorf, S. M; Wang, C.; Stokland, J. N; Schmit, J. P; Ryvarden, L; Leacock, P. R; Mata, M; Umana, L; Wu, Q.; Czederpiltz, D. L. 2004. 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.

Ministério do Meio Ambiente (MMA). 2010. Mata Atlântica Manual de Adequação Ambiental. Disponível em: <[http://www.mma.gov.br/estruturas/202/\\_arquivos/adequao\\_ambiental\\_publicao\\_web\\_202.pdf](http://www.mma.gov.br/estruturas/202/_arquivos/adequao_ambiental_publicao_web_202.pdf)>.

Moncalvo, J. M.; Lutzoni, F. M.; Rehner, S. A.; Johnson, J.; Vilgalys, R. 2000. Phylogenetic relationships of agaric fungi based on nuclear large subunit ribosomal DNA sequences. **Systematic Biology**, 49: 278-305.

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

Murrill, W. A. 1904. The polyporaceae of north America VII. The genera *Hexagonia*, *Grifolia*, *Romellia*, *Coltricia* and *Coltriciella*. **Bulletin of the Torrey Botanical Club**, 31, 325e428.

Murrill, W. A. 1907. Polyporaceae 1. North American Flora, 9:1–72.

Murrill, W. A. 1908. Polyporaceae, part 2. N. Amer. Fl. (New York) 9(2): 107.

Murrill, W. A. 1914. Northern polypores. Privately printed, New York.

Niemelä, T., Wagner, T., Fischer, M., & Dai, Y. C. 2001. *Phellopilus* gen. nov. and its affinities within *Phellinus* s. lato and *Inonotus* s. lato (Basidiomycetes). In **Annales Botanici Fennici** (pp. 51-62). Finnish Zoological and Botanical Publishing Board.

Nusbaumer, L. Caceres, M. E. S., Aptroot, A., Gibertoni, T. B., Horak, E. Fungos e Líquens da Reserva Biológica de Pedra Talhada. In: Studer, A., Nusbaumer, L., Spichigerr, R. 2015. **Biodiversidade da Reserva Biológica de Pedra Talhada Alagoas, Pernambuco** – Brasil. 68 1-818.

Olou, B. A., Ordynets, A., & Langer, E. 2019. First new species of *Fulvifomes* (Hymenochaetales, Basidiomycota) from tropical Africa. **Mycological Progress**, 18(12), 1383-1393.

Ota, Y., Hattori, T., Nakamura, H., Terashima, Y., Lee, S. S., Miyuki, Y., & Sotome, K. 2014. 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.

Parmasto, E. 1973. Novyi rod *Inonotopsis* Parm.(sem. Hymenochaetaceae). **Folia Cryptogamica Estonica**, 2, 11-13. Disponível em: <[http://eseis.ut.ee/ial5/fce/FCE\\_eLibrary/FCEeBooks/FCE-2.pdf](http://eseis.ut.ee/ial5/fce/FCE_eLibrary/FCEeBooks/FCE-2.pdf)>.

Parmasto, E. 2010. Clavariachaetaceae, a family of neotropical Hymenochaetales (Basidiomycota) including clavarioid, pileate and resupinate species. **Folia Cryptogamica Estonica**, 47, 51-57.

Pildain, M. B., Cendoya, R. R., Ortiz-Santana, B., Becerra, J., & Rajchenberg, M. 2018. A discussion on the genus *Fomitiporella* (Hymenochaetaceae, Hymenochaetales) and first record of *F. americana* from southern South America. **MycoKeys**, (38), 77.

Pimentel, A. P. M. 1995. Elaboração do Plano de Ação Emergencial do Parque Nacional de Monte Pascoal. 106 p. disponível em: <[http://www.icmbio.gov.br/portal/images/stories/docs-planos-de-manejo/parnah\\_do\\_monte\\_pascoal\\_plano\\_de\\_acao\\_emergencial.pdf](http://www.icmbio.gov.br/portal/images/stories/docs-planos-de-manejo/parnah_do_monte_pascoal_plano_de_acao_emergencial.pdf)>.

Pires, R. M., Motato-Vásquez, V., & de Gugliotta, A. M. 2015. *Fuscoporia atlantica* sp. nov., a new polypore from the Brazilian Atlantic Rainforest. **Mycotaxon**, 130(3), 843-855.

Pires, R. M., & Gugliotta, A. D. M. 2016. Poroid Hymenochaetaceae (Basidiomycota) from Parque Estadual da Serra do Mar, Núcleo Santa Virgínia, São Paulo, Brazil. **Rodriguésia**, 67(3), 667-676.

Polemis, E., Dimou, D. M., & Zervakis, G. I. 2013. The family Hymenochaetaceae (Agaricomycetes, Basidiomycota) in the islands of the Aegean Archipelago (Greece). **Plant Biosystems-An International Journal Dealing with all Aspects of Plant Biology**, 147(2), 306-314.

Posada, D., Crandall, K.A. 1998. Modeltest: testing the model of DNA substitution. **Bioinformatics**, 1: 817-818.

Rajchenberg, M., Pildain, M. B., Bianchinotti, M. V., & Barroetavena, C. 2015. The phylogenetic position of poroid Hymenochaetaceae (Hymenochaetales, Basidiomycota) from Patagonia, Argentina. **Mycologia**, 107(4), 754-767.

Rajchenberg, M., Pildain, M. B., Madriaga, D. C., de Errasti, A., Riquelme, C., & Becerra, J. 2019. New Poroid Hymenochaetaceae (Basidiomycota, Hymenochaetales) from Chile. **Mycological Progress**, 18(6), 865-877.

Ramos, A. P., Caetano, M. F., & Melo, I. 2008. *Inonotus rickii* (Pat.) Reid: an important legnicolous basidiomycete in urban trees.

Raymundo, T., Valenzuela, R., Bautista-Hernández, S., Esqueda, M., Cifuentes, J., & Pacheco, L. 2013. El género *Fuscoporia* (Hymenochaetales, Basidiomycota) en México. **Revista Mexicana de Biodiversidad**, 84, S50-S69.

- Ren, G. J., & Wu, F. A. N. G. 2017. *Phylloporia lespedezae* sp. nov. (Hymenochaetaceae, Basidiomycota) from China. **Phytotaxa**, 299(2), 243-251.
- Ren, G. J., & Dai, Y. C. 2018. *Inonotus castanopsidis* sp. nov. (Hymenochaetaceae, Basidiomycota) from southwestern China. **Phytotaxa**, 338(1), 117-124.
- Rezende, C. L., Scarano, F. R., Assad, E. D., Joly, C. A., Metzger, J. P., Strassburg, B. B. N., Tabarelli, M., Fonseca, G. A. & Mittermeier, R. A. 2018. From hotspot to hopespot: An opportunity for the Brazilian Atlantic Forest. **Perspectives in Ecology and Conservation**, 16(4), 208-214.
- Robles, C. A., Ceriani-Nakamurakare, E. D., Pereira, S., & Carmarán, C. C. 2019. Relationships between endophytic and pathogenic strains of *Inonotus* (Basidiomycota) and *Daldinia* (Ascomycota) from urban trees. **Mycological Progress**, 18(9), 1155-1171.
- Ryvarden, L., & Johansen, I. 1980. A preliminary polypore flora of East Africa. A preliminary Polypore flora of East Africa.
- Ryvarden, L. 1991. Genera of polypores, nomenclature and taxonomy. **Synopsis Fungorum**. 5:1-373.
- Ryvarden, L., & Gilbertson, R. L. 1994. European Polypores, Part 2, 388–743, **Synopsis Fungorum**. Fungiflora, Oslo.
- Ryvarden, L. 2004. Neotropical polypores: Part 1: Introduction, Ganodermataceae & Hymenochaetaceae. **Sinopse Fungorum**. 19: 1-227.
- Salvador-Montoya, C. A., Costa-Rezende, D. H., Ferreira-Lopes, V., Borba-Silva, M. A., & Popoff, O. F. 2018. *Tropicoporus drechsleri* (Hymenochaetales, Basidiomycota), a new species in the “*Inonotus linteus*” complex from northern Argentina. **Phytotaxa**, 338(1), 75-89.
- Salvador-Montoya, C. A., Popoff, O. F., Reck, M., & Drechsler-Santos, E. R. 2018. Taxonomic delimitation of *Fulvifomes robiniae* (Hymenochaetales, Basidiomycota) and related species in America: *F. squamosus* sp. nov. **Plant Systematics and Evolution**, 304(3), 445-459.
- Shon, M. Y., Kim, T. H., & Sung, N. J. 2003. Antioxidants and free radical scavenging activity of *Phellinus baumii* (*Phellinus* of Hymenochaetaceae) extracts. **Food Chemistry**, 82(4), 593-597.
- Silva, J. D., & Casteleti, C. H. M. 2005. Estado da biodiversidade da Mata Atlântica brasileira. **Mata Atlântica: biodiversidade, ameaças e perspectivas**, 43-59.
- SpeciesLik. 2020. Formulario de busca. Disponível em: <<http://www.splink.org.br/index?lang=pt>>.
- Staden, R., Beal, K. F., Bonfield, J. K. The Staden Package, 1998. Computer Methods in Molecular Biology 132: 115-130, In: **Bioinformatics Methods and Protocols**, Eds Misener, S., Krawetz, S.A. Totowa. The Humana Press.

- Susan, D., Retnowati, A., & Sukarno, N. 2018. *Coltriciella minuscula* sp. nov., a new species of poroid fungus on *Pinus merkusii* from an Indonesian tropical forest. **Mycoscience**, 59(1), 49-53.
- Takahashi, K., Matsui, M., Kuse, M., & Takikawa, H. 2018. First synthesis of (S)-(+)-hymenoic acid, a DNA polymerase  $\lambda$  inhibitor isolated from Hymenochaetales sp. **Bioscience, Biotechnology, and Biochemistry**, 82(1), 42-45.
- Tamura, K., Peterson, D., Peterson, N., Stecher, G., Nei, M., Kumar, S. 2011. MEGA5: Molecular Evolutionary Genetics Analysis using Maximum Likelihood, Evolutionary Distance, and Maximum Parsimony Methods. **Molecular Biology and Evolution**, 28: 2731-2739.
- Teixeira, A. R. 1989. Gêneros de poliporáceos xantocróicos. **Acta Botanica Brasílica**, 3(2), 57-62.
- Tedersoo, L., Suvi, T., Beaver, K., & Saar, I. 2007a. Ectomycorrhizas of *Coltricia* and *Coltriciella* (Hymenochaetales, Basidiomycota) on Caesalpiniaceae, Dipterocarpaceae and Myrtaceae in Seychelles. **Mycological Progress**, 6(2), 101-107.
- Tedersoo, L., Suvi, T., Beaver, K., & Kõljalg, U. 2007b. Ectomycorrhizal fungi of the Seychelles: diversity patterns and host shifts from the native *Vateriopsis seychellarum* (Dipterocarpaceae) and *Intsia bijuga* (Caesalpiniaceae) to the introduced *Eucalyptus robusta* (Myrtaceae), but not *Pinus caribea* (Pinaceae). **New Phytologist**, 175(2), 321-333.
- Thanh, N. T., Tuan, N. N., Kuo, P. C., Dung, D. M., Phuong, D. L., Giang, D. T. T., Wu, T. & Thang, T. D. 2018. Chemical constituents from the fruiting bodies of *Phellinus igniarius*. **Natural Product Research**, 32(20), 2392-2397.
- Tian, X. M., Yu, H. Y., Zhou, L. W., Decock, C., Vlasák, J., & Dai, Y. C. 2013. Phylogeny and taxonomy of the *Inonotus linteus* complex. **Fungal Diversity**, 58(1), 159-169.
- Torres-Silva, G., & Gibertoni, T. B. 2006. Aphylophorales (Basidiomycota) em áreas urbanas da região Metropolitana do Recife, PE, Brasil. **Hoehnea**, 33(4), 533-543.
- Valenzuela, R., Raymundo, T., Cifuentes, J., Esqueda, M., Amalfi, M., & Decock, C. 2012. *Coltriciella sonorensis* sp. nov. (Basidiomycota, Hymenochaetales) from Mexico: evidence from morphology and DNA sequence data. **Mycological Progress**, 11(1), 181-189.
- Vieira, S. 1991. Introdução a bioestatística. 2. ed. Rio de Janeiro: Campus.
- Wagner, T., & Fischer, M. 2001. Natural groups and a revised system for the European poroid Hymenochaetales (Basidiomycota) supported by nLSU rDNA sequence data. **Mycological Research**, 105(7), 773-782.
- Wagner, T., & Fischer, M. 2002. 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.

Wagner, T., & Fischer, M. 2002a. Proceedings towards a natural classification of the worldwide taxa *Phellinus* s.l. and *Inonotus* s.l. and phylogenetic relationships of allied genera. **Mycologia**, 94(6), 998-1016.

Wagner, T., & Ryvarden, L. 2002b. Phylogeny and taxonomy of the genus *Phylloporia* (Hymenochaetales). **Mycological Progress**, 1(1), 105-116.

Wang, J., Lv, H., Chen, B., Huang, W., Wang, A., Liu, L., He, H., Chen, J., Li, S. & Deng, W. 2019. Methyl-Hispolon from *Phellinus Ionicerinus* (Agaricomycetes) Affects Estrogen Signals in MCF-7 Breast Cancer Cells and Premature Aging Rats. **International Journal of Medicinal Mushrooms**, 21(4):381–392.

Wang, Y. Q., Mao, J. B., Zhou, M. Q., Jin, Y. W., Lou, C. H., Dong, Y., Shou, D., Hu, Y., Yang, B., Jin, C., Shi, H., Zhao, H. & Wen, C. 2019. Polysaccharide from *Phellinus Ignarius* activates TLR4-mediated signaling pathways in macrophages and shows immune adjuvant activity in mice. **International Journal of Biological Macromolecules**, 123, 157-166.

White, T. J.; Bruns, T.; Lee, S.; Taylor, J. W. 1990. Amplification and direct sequencing of ribosomal RNA genes for phylogenetics. In: Innis, MA; Gelfand, DH; Sninsky, JJ; White, TJ. PCR Protocols, a Guide to Methods and Applications. **Academic Press**, New York, 315-322.

Wu, F., Qin, W. M., Euatrakool, O., & Zhou, L. W. 2015. *Tropicoporus boehmeriae* sp. nov. (Hymenochaetaceae, Basidiomycota) from Thailand, a new member of the *Inonotus linteus* complex. **Phytotaxa**, 231(1), 73-80.

Wu, F., Zhou, L. W., & Dai, Y. C. 2016. *Neomensularia duplicata* gen. et sp. nov. (Hymenochaetales, Basidiomycota) and two new combinations. **Mycologia**, 108(5), 891-898.

Wu, F., Dai, S. J., Vlasák, J., Spirin, V., & Dai, Y. C. 2019. Phylogeny and global diversity of *Porodaedalea*, a genus of gymnosperm pathogens in the Hymenochaetales. **Mycologia**, 111(1), 40-53.

Wu, F., Ren, G. J., Wang, L., Oliveira-Filho, J. R. C., Gibertoni, T. B., & Dai, Y. C. 2019. An updated phylogeny and diversity of *Phylloporia* (Hymenochaetales): eight new species and keys to species of the genus. **Mycological Progress**, 18(5), 615-639.

Yang, S., Bao, H., Wang, H., & Li, Q. 2019. Anti-tumour Effect and Pharmacokinetics of an Active Ingredient Isolated from *Inonotus hispidus*. **Biological and Pharmaceutical Bulletin**, 42(1), 10-17.

Yombiyeni, P., Douanla-Meli, C., Amalfi, M., & Decock, C. 2011. Poroid Hymenochaetaceae from Guineo–Congolian rainforest: *Phellinus gabonensis* sp. nov. from Gabon—taxonomy and phylogenetic relationships. **Mycological Progress**, 10(3), 351-362.

- Yuan, H. S. Dai, Y. C. Kevin D. H., ... Zhou, L. W. 2020. Taxonomic and phylogenetic contributions to fungal taxa, **Fungal Diversity Notes**, 1276–1391. No prelo.
- Yurchenko, E., & Wu, S. H. 2016. A key to the species of *Hyphodontia* sensu lato. **MycoKeys**, 12, 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(1), 211-222.
- Zhou, L. W., & Qin, W. M. 2012. *Inonotus tenuicontextus* sp. nov. (Hymenochaetales) from Guizhou, southwest China with a preliminary discussion on the phylogeny of its kin. **Mycological Progress**, 11(3), 791-798.
- Zhou, L. W., & Tedersoo, L. 2012. *Coltricia australica* sp. nov. (Hymenochaetales, Basidiomycota) from Australia. **Mycotaxon**, 122(1), 123-128.
- Zhou, L. W. 2014. *Fulvifomes hainanensis* sp. nov. and *F. indicus* comb. nov. (Hymenochaetales, Basidiomycota) evidenced by a combination of morphology and phylogeny. **Mycoscience**, 55(1), 70-77.
- Zhou, L. W. 2014. *Fomitiporella caviphila* sp. nova (Hymenochaetales, Basidiomycota) from eastern China, with a preliminary discussion on the taxonomy of *Fomitiporella*. In **Annales Botanici Fennici** (Vol. 51, No. 5, pp. 279-284). Finnish Zoological and Botanical Publishing Board.
- Zhou, L. W. 2015. *Fulvifomes imbricatus* and *F. thailandicus* (Hymenochaetales, Basidiomycota): two new species from Thailand based on morphological and molecular evidence. **Mycological Progress**, 14(10), 89.
- Zhou, L. W., Vlasák, J., & Dai, Y. C. 2016. Taxonomy and phylogeny of *Phellinidium* (Hymenochaetales, Basidiomycota): a redefinition and the segregation of *Coniferiporia* gen. nov. for forest pathogens. **Fungal Biology**, 120(8), 988-1001.
- Zhou, L. W., Vlasák, J., Decock, C., Assefa, A., Stenlid, J., Abate, D., Wu, S. & Dai, Y. C. 2016. 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**, 77(1), 335-347.
- Zhou, L. W., Vlasák, J., Qin, W. M., & Dai, Y. C. 2016. Global diversity and phylogeny of the *Phellinus igniarius* complex (Hymenochaetales, Basidiomycota) with the description of five new species. **Mycologia**, 108(1), 192-204.
- Zhou, L. W., Ji, X. H., Vlasák, J., & Dai, Y. C. 2018. Taxonomy and phylogeny of *Pyrrhoderma*: a redefinition, the segregation of *Fulvoderma*, gen. nov., and identifying four new species. **Mycologia**, 110(5), 872-889.

**APÊNDICE A – LISTA DE SEQUÊNCIAS DO GENBANK UTILIZADAS NAS ANÁLISES FILOGENÉTICAS**

<b>Espécie</b>	<b>Origem</b>	<b>Voucher</b>	<b>Acesso GB (LSU)</b>	<b>Acesso GB (ITS)</b>
<b><i>Fomitiporia</i></b>				
<b><i>F. aethiopica</i></b>	Etiópia	MUCL 44777 (T)	AY618204	GU478341
<b><i>F. aethiopica</i></b>	Etiópia	MUCL 44806	AY618202	GU461944
<b><i>F. apiahyna</i></b>	Equador	MUCL 51451	GU461997	GU461963
<b><i>F. apiahyna</i></b>	Equador	MUCL 51485	GU461996	GU461962
<b><i>F. australiensis</i></b>	Australia	MUCL 49406 (PT)	GU462001	AY624997
<b><i>F. bakeri</i></b>	EUA	MUCL 51098	JQ087901	JQ087874
<b><i>F. bannaensis</i></b>	Tailândia	MUCL 45926	EF429217	GU461942
<b><i>F. bannaensis</i></b>	China	MUCL 46950	EF429218	GU461943
<b><i>F. calkinsii</i></b>	EUA	MUCL 51095	KF444708	KF444685
<b><i>F. calkinsii</i></b>	EUA	MUCL 51099	KF444709	KF444686
<b><i>F. castilloi</i></b>	Guiana Francesa	MUCL 53481	JQ087916	JQ087889
<b><i>F. castilloi</i></b>	Guiana Francesa	MUCL 53980	JX093830	JX093786
<b><i>F. cupressicola</i></b>	México	MUCL 52486	JQ087904	JQ087877
<b><i>F. cupressicola</i></b>	México	MUCL 52488	JQ087905	JQ087878
<b><i>F. dryophila</i></b>	EUA	MUCL 46380	EF429219	EF429238
<b><i>F. dryophila</i></b>	EUA	MUCL 46381	EF429220	EF429239
<b><i>F. erecta</i></b>	França	MUCL 49871	GU461976	GU461939
<b><i>F. gabonensis</i></b>	Gabão	MUCL 47576 (T)	GU461990	GU461971
<b><i>F. gabonensis</i></b>	Gabão	MUCL 51291	GU461986	GU461967
<b><i>F. hartigii</i></b>	Japão	MUCL 31400	JQ087909	JQ087882
<b><i>F. hartigii</i></b>	Estônia	MUCL 53549	JX093831	JX093787
<b><i>F. hesleri</i></b>	EUA	MUCL 46164	EF429222	AY340031
<b><i>F. hesleri</i></b>	EUA	MUCL 46165	EF429223	AY340026

<i>F. hippophaeicola</i>	Bélgica	MUCL 31746	AY618207	GU461945
<i>F. hippophaeicola</i>	Bélgica	MUCL 31747	GU461977	GU461946
<i>F. ivindoensis</i>	Gabão	MUCL 51311	GU461979	GU461952
<i>F. ivindoensis</i>	Gabão	MUCL 51312 (T)	GU461978	GU461951
<i>F. langloisii</i>	EUA	MUCL 46375	EF429225	EF429242
<i>F. langloisii</i>	EUA	MUCL 46165	EF429223	AY340026
<i>F. maxonii</i>	Cuba	MUCL 46017	EF429230	EF433559
<i>F. maxonii</i>	Cuba	MUCL 46037	EF429231	EF433560
<i>F. mediterranea</i>	Itália	MUCL 38514	AY618201	GU461953
<i>F. mediterranea</i>	França	MUCL 45670	GU461980	GU461954
<i>F. neotropica</i>	Guiana Francesa	MUCL 53114	JX093836	JX093792
<i>F. neotropica</i>	Brasil	MUCL 54246	KF444720	KF444697
<i>F. nobilissima</i>	Gabão	MUCL 51290	GU461983	GU461964
<i>F. nobilissima</i>	Gabão	MUCL 51289 (T)	GU461984	GU461965
<i>F. polymorpha</i>	EUA	MUCL 46166	DQ122393	GU461955
<i>F. polymorpha</i>	EUA	MUCL 46167	EF429233	GU461956
<i>F. pseudopunctata</i>	Republica Checa	MUCL 51325	GU461981	GU461948
<i>F. punctata</i>	Alemanha	MUCL 34101	AY618200	GU461947
<i>F. punctata</i>	Japão	MUCL 47629	GU461982	GU461950
<i>F. punicata</i>	China	Cui 23	GU461991	GU461974
<i>F. punicata</i>	China	Cui 26	GU461992	GU461975
<i>F. robusta</i>	Republica Checa	MUCL 51327	GU461993	GU461949
<i>F. sonorae</i>	EUA	MUCL 47689	JQ087920	JQ087893
<i>F. sp.</i>	Argentina	MUCL 46181	EF429234	EF433563
<i>F. tabaquilio</i>	Argentina	MUCL 46230	DQ122394	GU461940
<i>F. tabaquilio</i>	Argentina	MUCL 47754	GU461994	GU461941
<i>F. tenuis</i>	Etiópia	MUCL 44802 (T)	AY618206	GU461957
<i>F. tenuis</i>	Uganda	MUCL 49971	GU461999	GU461959
<i>F. texana</i>	EUA	MUCL 47690	JQ087921	JQ087894

<i>F. texana</i>	EUA	MUCL 51143	JQ087922	JQ087895
<i>F. torreyae</i>	Japão	MUCL 47628	JQ087923	JQ087896
<i>F. torreyae</i>	China	WC31	JQ087924	JQ087897
<i>F. tsugina</i>	EUA	MUCL 52702	JQ087925	JQ087898
<i>F. tsugina</i>	EUA	MUCL 52703	JQ087926	JQ087899
<b><i>Fomitiporella</i></b>				
<i>F. americana</i>	EUA	JV 0904/149J	KX181329	-
<i>F. austroasiana</i>	China	Dai 16244	MG657320	-
<i>F. austroasiana</i>	China	Dai 16168	MG657321	-
<i>F. caryophylli</i>	Índia	CBS 448.76	AY059021	-
<i>F. cavicola</i>	Reino Unido	N 153	AY059052	-
<i>F. caviphila</i>	China	LWZ 20130812-1	KF729937	-
<i>F. chinensis</i>	China	Cui 11097	KX181342	-
<i>F. chinensis</i>	China	LWZ 20130713-7	KJ787808	-
<i>F. inermis</i>	EUA	JV 0509/57K	KX181346	-
<i>F. inermis</i>	EUA	JV 1009/56	KX181347	-
<i>F. mangrovei</i>	EUA	JV 1008/60	KX181334	-
<i>F. mangrovei</i>	França	JV 1612/25-J	MG657325	-
<i>F. micropora</i>	EUA	JV 1312/E2J	KX181333	-
<i>F. micropora</i>	EUA	JV 1407/46	KX181332	-
<i>F. pertenuis</i>	Brasil	PPT111	MG806100	-
<i>F. resupinata</i>	Camarões	Douanla-Meli	JF712935	-
476				
<i>F. sinica</i>	China	LWZ 20140625-2	KX181320	-
<i>F. sinica</i>	China	LWZ 20140624-5	KX181321	-
<i>F. sp. 1</i>	EUA	1008/60	KX181334	-
<i>F. sp. 10</i>	Etiópia	AM 04	KX181335	-
<i>F. sp. 3</i>	China	Cui 11352	KX181338	-
<i>F. sp. 4</i>	China	LWZ 20140721-2	KX181337	-
<i>F. sp. 5</i>	Tailândia	LWZ 20140729-	KX181339	-

<i>F. sp. 6</i>	Chile	Fv.Ch-7	DQ459301	-
<i>F. sp. 7</i>	Etiópia	AM 12	JQ910908	-
<i>F. sp. 8</i>	Etiópia	AM 15	JQ910909	-
<i>F. sp. 9</i>	Etiópia	AM 18	JQ910910	-
<i>F. subinermis</i>	China	Dai 15114	KX181344	-
<i>F. subinermis</i>	China	Dai 15131	KX181345	-
<i>F. tenuissima</i>	China	Dai 12365	KC999901	-
<i>F. tenuissima</i>	China	Dai 12245	KC999902	-
<i>F. umbrinella</i>	EUA	0509/114	KX181336	-
<i>F. umbrinella</i>	EUA	CBS 303.66	AY059036	-
<i>F. vietnamensis</i>	Vietnã	Dai 18377	MG657326	-
<i>F. vietnamensis</i>	Vietnã	Dai 18382	MG657327	-
<b><i>Fulvifomes</i></b>				
<i>F. centroamericanus</i>	Guatemala	JV0611/III	KX960764	KX960763
<i>F. centroamericanus</i>	Costa Rica	JV1408/4	KX960768	
<i>F. fastuosus</i>	Filipinas	CBS 213.36	AY059057	AY558615
<i>F. fastuosus</i>	Tailândia	LWZ 20140801-1	KR905669	KR905675
<i>F. grenadensis</i>	EUA	JV1212/2J	-	KX960756
<i>F. grenadensis</i>	Costa Rica	1607/66	-	KX960758
<i>F. hainanensis</i>	China	Dai 11573	JX866779	KC879263
<i>F. hainanensis</i>	China	Dai 11573	-	KC879263
<i>F. halophilus</i>	Tailândia	KBXG1	JX104734	JX104687
<i>F. halophilus</i>	Tailândia	MU23	JX104740	JX104693
<i>F. imbricatus</i>	Tailândia	LWZ 20140728- 16	KR905670	KR905677
<i>F. imbricatus</i>	Tailândia	LWZ 20140729- 26	KR905671	KR905679
<i>F. indicus</i>	China	Yuan 5932	JX866777	KC879261
<i>F. indicus</i>	Zimbábue	O 25034	KC879259	KC879262

<i>F. kawakamii</i>	EUA	CBS 428.86	AY059028	
<i>F. kawakamii</i>	Brasil	PPT152	MH048085	MH048095
<i>F. kawakamii</i>	-	URM87076	-	-
<i>F. krugiodendri</i>	EUA	JV0904/1	KX960765	KX960762
<i>F. krugiodendri</i>	EUA	JV0312/24.10J	KX960766	KX960760
<i>F. merrillii</i>	Taiwan	-	JX484002	JX484013
<i>F. nilgheriensis</i>	EUA	CBS 209.36	AY059023	AY558633
<i>F. rhytiphloeus</i>	Brasil	AMO763	MH048081	MH048091
<i>F. rimosus</i>	Taiwan	-	JX484003	JX484016
<i>F. robiniae</i>	EUA	CBS 211.36	AF411825	AY558646
<i>F. robiniae</i>	EUA	CFMR 2693	KX065995	KX065961
<i>F. siamensis</i>	Tailândia	KBXG3	JX104753	JX104706
<i>F. siamensis</i>	Tailândia	STRXG2	JX104755	JX104708
<i>F. sp.</i>	Austrália	MEL 2382673	KP013036	KP013036
<i>F. sp.</i>	-	-	JX104756	-
<i>F. sp.</i>	-	-	JX104723	-
<i>F. sp.</i>	-	-	JX104752	-
<i>F. sp.</i>	-	S2T26M1	JX104754	JX104707
<i>F. sp.</i>	-	KBXG3	-	JX104706
<i>F. sp.</i>	Índia	KP311	-	KP658651
<i>F. sp.</i>	Índia	KP305A	-	KP658646
<i>F. squamosus</i>	Peru	USM 258349	MF479264	MF479269
<i>F. squamosus</i>	Peru	USM 250536	MF479265	MF479268
<i>F. thailandicus</i>	Tailândia	LWZ 20140731-1	KR905665	KR905672
<i>F. xylocarpicola</i>	Tailândia	KBXG5	JX104716	JX104669
<i>F. xylocarpicola</i>	Tailândia	MU1	JX104718	JX104671
<i>F. yoroui</i>	Benin	OAB0097	MN017120	MN017126
<b><i>Fuscoporia</i></b>				
<i>F. americana</i>	EUA	JV 1209/100	MG008467	-
<i>F. americana</i>	EUA	JV Jr. 1309/13-J	MG008463	-

(H)

<b><i>F. atlantica</i></b>	Brasil	SP 445618 (H)	KP058517	-
<b><i>F. atlantica</i></b>	Brasil	SP 465829	KP058516	-
<b><i>F. callimorpha</i></b>	Ilhas Virgens	JV 0409/14J	-	-
<b><i>F. callimorpha</i></b>	EUA	JV 0904/87,1	-	-
<b><i>F. centroamericana</i></b>	Costa Rica	JV 1607/93 (H)	MG008460	-
<b><i>F. centroamericana</i></b>	Costa Rica	Ryvarden 41827	-	-
<b><i>F. contigua</i></b>	EUA	JV 1204/22.6-J	MG008456	-
<b><i>F. contigua</i></b>	USA	Dai 16025	MG008454	-
<b><i>F. costaricana</i></b>	Costa Rica	JV 1407/92 (H)	MG008461	-
<b><i>F. costaricana</i></b>	Costa Rica	JV 1504/85	MG478454	-
<b><i>F. ferrea</i></b>	EUA	JV 1606/2.2-J	KY189100	-
<b><i>F. ferrea</i></b>	França	MUCL 45984	KY189112	-
<b><i>F. ferruginosa</i></b>	República Checa	JV 0408/28	KY189103	-
<b><i>F. ferruginosa</i></b>	Eslováquia	JV 1309/4	KY189102	-
<b><i>F. formosana</i></b>	Brasil	URM91243	MH407351	-
<b><i>F. formosana</i></b>	Brasil	URM91197	MH407350	-
<b><i>F. gilva</i></b>	China	Dai 15130	KY189109	-
<b><i>F. gilva</i></b>	China	Dai 16386	MG008452	-
<b><i>F. insolita</i></b>	Rússia	SP 5208 (H)	-	-
<b><i>F. insolita</i></b>	Rússia	SP 5241	-	-
<b><i>F. latispora</i></b>	México	J. Kout 0610/VII-Kout (H)	MG008469	-
<b><i>F. latispora</i></b>	EUA	JV 1109/48	MG008468	-
<b><i>F. licnoides</i></b>	Brasil	URM87969	MH407354	-
<b><i>F. licnoides</i></b>	Brasil	URM91236	MH407353	-
<b><i>F. marquesiana</i></b>	Brasil	URM83094	MH407343	-
<b><i>F. monticola</i></b>	China	Dai 11860 (H)	MG008457	-
<b><i>F. monticola</i></b>	China	Dai 10909	-	-
<b><i>F. rufitincta</i></b>	EUA	JV 0904/142	KX058574	-

<i>F. rufitincta</i>	EUA	JV 1008/25	KX058575	-
<i>F. scruposa</i>	Brasil	URM83957	MH407344	-
<i>F. scruposa</i>	Brasil	URM91228	MH407345	-
<i>F. semiarida</i>	Brasil	URM82510	MH407362	-
<i>F. semiarida</i>	Brasil	URM83800	MH407361	-
<i>F. senex</i>	Coreia	KUC 20110922-	JX463652	-
		13		
<i>F. senex</i>	China	Q 32	-	-
<i>F. septiseta</i>	EUA	TENN 046808	MG570133	-
<i>F. septiseta</i>	EUA	Dai 12820 (H)	-	-
<i>F. sinica</i>	China	Dai 15468 (H)	MG008459	-
<i>F. sinica</i>	China	Dai 15489	MG008458	-
<i>F. subferrea</i>	China	Dai 16326	KY053472	-
<i>F. subferrea</i>	China	Dai 16327 (H)	KY053473	-
<i>F. torulosa</i>	Espanha	JV 1312/19-Kout	KY189107	-
<i>F. torulosa</i>	República Checa	JV 1405/2	KY189106	-
<i>F. viticola</i>	República Checa	JV 0911/6	-	-
<i>F. wahlbergii</i>	China	Dai 15635	MG008449	-
<i>F. wahlbergii</i>	China	Dai 15636	MG008450	-
<b><i>Inonotus</i></b>				
<i>I. alpinus</i>	-	Yu35	-	JQ860312
<i>I. andersonii</i>	EUA	CBS 312.35	AY059041	
<i>I. baumii</i>	-	-	-	AF534069
<i>I. castanopsidis</i>	-	Dai 13214	KX832923	KX674584
<i>I. castanopsidis</i>	China	Dai 13222	KX832924	KX674585
<i>I. casuarinae</i>	-	Dai 13662	KX832920	-
<i>I. chihshanyenus</i>	Taiwan	TFRI 708	AY059039	-
<i>I. compositus</i>	China	Wang 552 (IFP)	KP030768	KP030781
<i>I. compositus</i>	China	Wang 552	KP030768	KP030781

<i>I. cuticularis</i>	Alemanha	97-97	AF311010	-
<i>I. glomeratus</i>	-	120825	-	AF247968
<i>I. glomeratus</i>	Canadá	CBS 359.34	AY059032	-
<i>I. griseus</i>	-	LWZ 20130810_20	KX890461	KM434333
<i>I. henanensis</i>	China	Dai 13157	KX832918	KX674581
<i>I. henanensis</i>	China	Dai 12221	-	KP030782
<i>I. hispidus</i>	Alemanha	92-829	AF311014	-
<i>I. hispidus</i>	-	Yuan 5320	KX832922	-
<i>I. hispidus</i>	Reino Unido	CBS 386.61	-	AY558602
<i>I. latemarginatus</i>	China	Dai 9758	-	KP030784
<i>I. levis</i>	Israel	HAI 0796	-	GQ253462
<i>I. lonicericola</i>	-	Dai8376	MF772805	JQ860308
<i>I. micantissimus</i>	EUA	JV 100880	-	JF692194
<i>I. nidus-pici</i>	Hungria	CBS 475.72	AF311015	-
<i>I. nidus-pici</i>	-	JV 0107/6	-	KF446607
<i>I. niveomarginatus</i>	-	Cui 8391	-	KX674587
<i>I. niveomarginatus</i>	-	Dai 12318	-	KC456245
<i>I. obliquus</i>	-	FS 656163	-	GU903006
<i>I. obliquus</i>	-	TW 705	AF311017	-
<i>I. pachyphloeus</i>	Taiwan	Wu 0407-6 (TNM)	KP030770	KP030785
<i>I. pachyphloeus</i>	Índia	CBS 446.76	AY059020	-
<i>I. pachyphloeus</i>	-	Wu 0407_6	-	KP030785
<i>I. patouillardii</i>	-	2339	-	AY072024
<i>I. pegleri</i>	Zimbábue	Ryvarden 32469	AY059049	-
<i>I. plorans</i>	-	Dai 15825	KX832921	-
<i>I. plorans</i>	Marrocos	Plank 13.4.82	AY059046	-
<i>I. porrectus</i>	EUA	CBS 296.56	-	AY558603
<i>I. pruinosis</i>	-	Dai 2162	AY059045	-

<i>I. pruinus</i>	China	Dai 2573	KP030769	-
<i>I. quercustris</i>	-	193	-	AY072026
<i>I. quercustris</i>	EUA	Gilbertson 11882	AY059050	-
<i>I. rickii</i>	Brasil	URM 80460	-	KF147913
<i>I. rickii</i>	-	Dai 12996	-	-
<i>I. rigidus</i>	-	Cui 8588	-	KX674579
<i>I. rigidus</i>	-	Cui 8465	-	KX674580
<i>I. rodwayi</i>	Papua Nova Guiné	Van der Veken97/182	AY059047	-
<i>I. sanghuang</i>	-	Dai12723	-	JQ860316
<i>I. tamaricis</i>	Itália	PF210	-	GU111920
<i>I. tenuicontextus</i>	China	Yuan 5526	JN169790	JN169786
<i>I. tricolor</i>	-	Dai 16181	KX832919	-
<i>I. tricolor</i>	China	Wei 5422	-	JN169787
<i>I. tricolor</i>	China	Dai 16174	-	KX674586
<i>I. ulmicola</i>	Dinamarca	PC 4072	AY059042	
<i>I. ulmicola</i>		H 6012614		KF446606
<i>I. vaninii</i>	China	Wei 3382		JN169788
<i>I. vaninii</i>		Cui 3624	JN169791	
<i>I. weigela</i>		Cui7176		JQ860320
<i>I. weirianus</i>	EUA			AY558654
<i>I. zonatus</i>		Cui8327	MF772817	JX069837
<b>Phylloporia</b>				
<i>P. afrospathulata</i>	Gabão	MUCL 53983	KJ743249	-
<i>P. afrospathulata</i>	Gabão	KJ743248	MUCL 54511	-
<i>P. atlantica</i>	Brasil	JRF 142	MG738813	-
<i>P. atlantica</i>	Brasil	JRF 151	MG738814	-
<i>P. bibulosa</i>	Paquistão	Ahmad 27088	AF411824	-
<i>P. chrysites</i>	México	MUCL 52764	HM635666	-
<i>P. chrysites</i>	México	MUCL 52862	HM635667	-

<i>P. clausenae</i>	China	Dai 10831	KJ787796	-
<i>P. clausenae</i>	China	Yuan 3528	KJ787795	-
<i>P. crataegi</i>	China	Dai 11014	JF712922	-
<i>P. crataegi</i>	China	Dai 11016	JF712923	-
<i>P. cylindrispora</i>	China	Yuan 6144	KJ787797	-
<i>P. cylindrispora</i>	China	Yuan 6148	KJ787798	-
<i>P. cystidiolophora</i>	China	Dai 13945	MG738798	-
<i>P. cystidiolophora</i>	China	Dai 13953	MG738799	-
<i>P. dependens</i>	China	Dai 13167	KP698746	-
<i>P. elegans</i>	Brasil	FLOR 51178	KJ631408	-
<i>P. elegans</i>	Brasil	FLOR 51179	KJ631409	-
<i>P. ephedrae</i>	Turcomenistão	TAA 72-2	AF411826	-
<i>P. flabelliforma</i>	Gabão	MUCL 55568	KU198350	-
<i>P. flabelliforma</i>	Gabão	MUCL 55569	KU198349	-
<i>P. flacourtae</i>	China	Yuan 6360	KJ787800	-
<i>P. flacourtae</i>	China	Yuan 6362	KJ787801	-
<i>P. fontanesiae</i>	China	Li 194	JF712924	-
<i>P. fontanesiae</i>	China	Li 199	JF712925	-
<i>P. cf. fruticum</i>	México	ENCB TR and RV858	HM635669	-
<i>P. cf. fruticum</i>	México	MUCL 52762	HM635668	-
<i>P. fulva</i>	Gabão	MUCL 54472	KJ743247	-
<i>P. gabonensis</i>	Gabão	MUCL 55571	KU198352	-
<i>P. gabonensis</i>	Gabão	MUCL 55572	KU198353	-
<i>P. gutta</i>	China	Dai 4197	JF712927	-
<i>P. hainaniana</i>	China	Dai 9460	JF712928	-
<i>P. homocarnica</i>	China	Yuan 5750	KJ787803	-
<i>P. homocarnica</i>	China	Yuan 5766	KJ787804	-
<i>P. inonotoides</i>	Gabão	MUCL 54468	KJ743250	-
<i>P. lespedezae</i>	China	Dai 17065	KY242602	-

<i>P. lespedezae</i>	China	Dai 17067	KY242603	-
<i>P. littoralis</i>	Gabão	MUCL 56144	KY349140	-
<i>P. littoralis</i>	Gabão	MUCL 56145	KY349141	-
<i>P. Ionicerae</i>	China	Dai 17898	MG738800	-
<i>P. Ionicerae</i>	China	Dai 17899	MG738801	-
<i>P. Ionicerae</i>	China	Dai 17900	MG738802	-
<i>P. manglietiae</i>	China	Cui 13709	KX242358	-
<i>P. minutipora</i>	China	Dai 9257	KU904464	-
<i>P. minutipora</i>	China	LWZ 20150531-	KU904466	-
14				
<i>P. minutispora</i>	Uganda	Ipulet 706	JF712929	-
<i>P. minutispora</i>	Congo	MUCL 52865	HM635671	-
<i>P. montana</i>	Brasil	BDNA 2388	MG738810	-
<i>P. montana</i>	Brasil	BDNA 2409	MG738811	-
<i>P. montana</i>	Brasil	BDNA 2472	MG738812	-
<i>P. nandinae</i>	China	Dai 10588	JF712930	-
<i>P. nandinae</i>	China	Dai 10625	JF712931	-
<i>P. nodostipitata</i>	Brasil	FLOR:51173	KJ631412	-
<i>P. nodostipitata</i>	Brasil	FLOR:51175	KJ631413	-
<i>P. nouraguensis</i>	Guiana Francesa	MUCL 53817	KC136223	-
<i>P. nouraguensis</i>	Guiana Francesa	MUCL 53818	KC136224	-
<i>P. oblongospora</i>	China	Zhou 179	JF712932	-
<i>P. oreophila</i>	China	Cui 2219	JF712933	-
<i>P. oreophila</i>	China	Cui 9503	JF712934	-
<i>P. osmanthi</i>	China	Yuan 5655	KF729938	-
<i>P. pectinata</i>	Austrália	Coveny 113	AF411823	-
<i>P. pendula</i>	China	Cui 13691	KX242357	-
<i>P. pendula</i>	China	Cui 13876	KX901670	-
<i>P. perangusta</i>	China	Dai 18139	MG738803	-

<i>P.</i> <i>pseudopectinata</i>	China	Cui 13746	KX242355	-
<i>P.</i> <i>pseudopectinata</i>	China	Cui 13749	KX242356	-
<i>P. pulla</i>	Tailândia	O 6433 (isotype)	MG738809	-
<i>P. radiata</i>	China	LWZ 20141122-5	KU904470	-
<i>P. rattanicola</i>	China	Dai 18232	MG738806	-
<i>P. rattanicola</i>	China	Dai 18233	MG738807	-
<i>P. rattanicola</i>	China	Dai 18235	MG738808	-
<i>P. ribis</i>	Alemanha	MF 82-828	AF311040	-
<i>P. rzedowskyi</i>	México	MUCL 52859	HM635673	-
<i>P. rzedowskyi</i>	México	MUCL 52860	HM635674	-
<i>P. solicola</i>	Brasil	JRF145	MG738815	-
<i>P. spathulata</i>	México	Chay 456	AF411822	-
<i>P. sp.</i>	Brasil	FLOR:51239	KJ631407	-
<i>P. sp.</i>	Brasil	FLOR:51258	KJ631406	-
<i>P. sp.</i>	Brasil	ICN/ISA 007	KJ743265	-
<i>P. sp.</i>	Brasil	ICN/ISA 352	KJ743267	-
<i>P. sp.</i>	Cuba	MUCL 43733	KJ743278	-
<i>P. sp.</i>	Cuba	MUCL 45062	KJ743284	-
<i>P. sp.</i>	Equador	MUCL 52684	KJ743276	-
<i>P. sp.</i>	México	MUCL 53433	KC136231	-
<i>P. sp.</i>	Brasil	MUCL 5295	KJ743269	-
<i>P. sp.</i>	Cuba	MUCL/CU-05- 249	KJ743282	-
<i>P. sp.</i>	Guiana Francesa	MUCL/CU-11- 462	KC136228	-
<i>P. sp.</i>	Guiana Francesa	MUCL/CU-11- 506	KC136227	-
<i>P. sp.</i>	Guiana Francesa	MUCL/CU-11- 506	KJ743258	-

<i>P. sp.</i>	Guiana Francesa	MUCL/CU-12- 522	KJ743259	-
<i>P. sp.</i>	Guiana Francesa	MUCL/CU-12- 523	KJ743260	-
<i>P. sp.</i>	Guiana Francesa	MUCL/CU-13- 721	KJ743263	-
<i>P. sp.</i>	Guiana Francesa	MUCL/CU-13- 722	KJ743264	-
<i>P. sp.</i>	Argentina	Robledo 1220	KC136225	-
<i>P. splendida</i>	China	Cui 8429	MG738804	-
<i>P. splendida</i>	China	Dai 6282	MG738805	-
<i>P. subpulla</i>	China	Cui 5251	KU904468	-
<i>P. subpulla</i>	China	Dai 9627	KU904469	-
<i>P. terrestris</i>	China	Yuan 5738	KC778784	-
<i>P. tiliae</i>	China	Yuan 5491	KJ787805	-
<i>P. ulloai</i>	México	MUCL 52866	HM635677	-
<i>P. ulloai</i>	México	MUCL 52867	HM635678	-
<i>P. weberiana</i>	China	Dai 9242	JF712936	-
<i>P. yuchengii</i>	Uzbequistão	YG 051	KM264325	-
<i>P. spathulata</i>	Argentina	Robledo 1467	KJ651918	-
<i>P. spathulata</i>	Argentina	Robledo 1790	KJ651921	-
<i>P. boldo</i>	Chile	MR12573	MK193759	-
<i>P. boldo</i>	Chile	BAFC 52947 (MR12575)	MK193756	-

### *Tropicoporus*

<i>T. boehmeriae</i>	Tailândia	LWZ20140729- 10	-	KT223640
<i>T. boehmeriae</i>	Tailândia	LWZ20140729- 13	-	KT223641
<i>T. cubensis</i>	Cuba	MUCL47113	-	JQ860324
<i>T. cubensis</i>	Cuba	MUCL47079	-	JQ860325

<i>T. dependens</i>	EUA	JV0409/12-J	-	KC778777
<i>T. dependens</i>	EUA	JV0409/20-J	-	KC778778
<i>T. drechsleri</i>	Argentina	CTES570144	-	MG242437
<i>T. drechsleri</i>	Argentina	CTES570143	-	MG242436
<i>T. excentrodendri</i>	China	Yuan 6229 (IFP)	-	KP030789
<i>T. excentrodendri</i>	China	Yuan 6232	-	KP030790
<i>T. guanacastensis</i>	Costa Rica	JV1407_103J	-	KP030792
<i>T. guanacastensis</i>	Costa Rica	JV1408_25	-	KP030793
<i>T. linteus</i>		URM84512	-	
<i>T. linteus</i>	EUA	JV0904/64	-	JQ860322
<i>T. linteus</i>	EUA	JV0904/140	-	JQ860323
<i>T. pseudolinteus</i>		JV0312/22.10-J	-	KC778780
<i>T. pseudolinteus</i>		JV 0402/35-K	-	KC778781
<i>T. rudis</i>	Ruanda	O915614	-	KP030796
<i>T. rudis</i>	Tanzânia	O 915617	-	KP030797
<i>T. sideroxycola</i>		JV0409/30-J	-	KC778782
<i>T. sideroxycola</i>		JV1207/4.3-J	-	KC778783
<i>T. stratificans</i>	Brasil	PHSPV2	-	KM199688
<i>T. stratificans</i>	Brasil	PHSPV3	-	KM199689
<i>T. tropicalis</i>	EUA	UTHSC02-617	-	AY641432
<i>T. tropicalis</i>	EUA	IDR1300012986	-	KF695121