

**UNIVERSIDADE FEDERAL DO RECÔNCAVO DA BAHIA
CENTRO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS, AMBIENTAIS E BIOLÓGICAS
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIAS AGRÁRIAS
CURSO DE DOUTORADO**

**TAXONOMIA, DIVERSIDADE E IMPORTÂNCIA FITOPATOLÓGICA
DE BASIDIOMICETOS POLIPOROIDES EM PLANTAS
DA CAATINGA E MATA ATLÂNTICA NA BAHIA.**

CRISTIANE DUARTE DOS SANTOS

**CRUZ DAS ALMAS - BAHIA
FEVEREIRO - 2018**

**TAXONOMIA, DIVERSIDADE E IMPORTÂNCIA FITOPATOLÓGICA DE
BASIDIOMICETOS POLIPOROIDES EM PLANTAS DA CAATINGA E
MATA ATLÂNTICA NA BAHIA**

CRISTIANE DUARTE DOS SANTOS

Engenheira Agrônoma
Universidade Federal do Recôncavo da Bahia, 2010.

Tese apresentada ao Colegiado do Programa de Pós-Graduação em Ciências Agrárias da Universidade Federal do Recôncavo da Bahia, como requisito parcial para a obtenção do Título de Doutora em Ciências Agrárias (Área de Concentração: Fitotecnia).

Orientador: Prof. Dr. José Luiz Bezerra
Coorientadora: Profa. Dra. Ana Cristiana Fermino Soares
Coorientador: Prof. Dr. Elisandro Ricardo Drechsler-Santos

**CRUZ DAS ALMAS - BAHIA
FEVEREIRO - 2018**

**UNIVERSIDADE FEDERAL DO RECÔNCAVO DA BAHIA
CENTRO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS, AMBIENTAIS E BIOLÓGICAS**

**PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIAS AGRÁRIAS
CURSO DE DOUTORADO**

**TAXONOMIA, DIVERSIDADE E IMPORTÂNCIA FITOPATOLÓGICA DE
BASIDIOMICETOS POLIPOROIDES EM PLANTAS DA CAATINGA E MATA
ATLÂNTICA NA BAHIA**

**COMISSÃO EXAMINADORA DA DEFESA DE TESE DE
Cristiane Duarte dos Santos**

Realizada em 19 de Fevereiro de 2018

Prof. Dr. José Luiz Bezerra
Universidade Federal do Recôncavo da Bahia / UFRB
Presidente (Orientador)

Profa. Dra. Franceli Silva
Universidade Federal do Recôncavo da Bahia / UFRB
Examinador Interno

Dra. Thaís Emanuelle Feijó de Lima
Universidade Federal do Recôncavo da Bahia / UFRB
Examinador Interno

Prof. Dr. Vinícius Reis Figueiredo
Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia / IF Baiano
Examinador Externo

Profa. Dra. Edna Dora Martins Newman Luz
Comissão Executiva do Plano da Lavoura Cacaueira / CEPLAC
Examinador Externo

DEDICATÓRIA

Ao Deus todo poderoso, fonte de infinita misericórdia e amor, meu Senhor a Ti ofereço.

Aos meus pais José dos Santos e Maria de Fátima Duarte dos Santos, as minhas irmãs Fabiana, Fernandira, Vilmara e Jigriola, e ao meu companheiro-amigo-amor Rober.

AGRADECIMENTOS

A Deus o grande maestro da vida, a Ti Senhor toda honra, gloria e agradecimento sejam dados a todo momento.

Aos meus pais José dos Santos e Maria de Fátima, por todas as vezes que abdicaram de si para que meus sonhos fossem realizados, pela educação de casa, pelo carinho, pelos sins pelos nãoos, pelo amor incondicional...amo vocês.

As minhas irmãs Fabiana, Fernandira, Vilmara e Jigriola pelo o carinho, união, força, amor... que sempre nos acompanham.

A Rober, pelo companheirismo, pela força, incentivo, sacudidas, paciência, compreensão, carinho... e amor. Amor, obrigada por estar comigo nessa e tantas outras jornadas da minha vida.

Aos meus anjos e flores que fizeram de alguma forma ou de muitas formas que essa jornada ficasse mais leve, alegre, prazerosa...a vocês o meu sincero obrigada! Aninha, Adailton, Cátia, Lica, Marcelinha, Paulinha, Fabiana, Edvanda, Marcone, Elma, Lory, Flávio, Neilon, Deia, Jurema, Edmilson, Yamamoto, Lene, Elielson, Maria Lúcia, Suzart, Nay, Léo, Renata, Beth, Sara, Mile, Pati, Elô, Bruce, Murilo, Tamara, Jany, Diana, Vanessa...

Ao professor Bezerra grande amigo e orientador. Obrigada professor pela confiança depositada em mim, por todos os ensinamentos acadêmicos, por me mostrar a micologia de forma singular e bela como só o senhor sabe. E principalmente pelos ensinamentos fora da sala de aula e de laboratório que enriquecem diariamente minha vida.

A professora Ana Cristina, por todo apoio para o desenvolvimento dos trabalhos, pela atenção todas as vezes que a procurei e por todo carinho. Ah!! Não poderia deixar de agradecer por todo apoio recebido na minha bolsa sanduíche e por nos contagiar com o seu largo sorriso.

A professora Guilhermina Marques que me recebeu de braços abertos em Portugal, e não exitou em nenhum momento em compartilhar seu vasto conhecimento da engenharia genética e que contribuiu expressivamente na finalização desse trabalho.

Agradeço também a todos da Universidade de Trás-os-Montes e Alto Douro – UTAD, que de alguma forma contribuíram comigo no período sanduíche; ao Centro de Investigação e Tecnologia Agroambientais e Biológicas – CITAB por permitir o desenvolvimento da pesquisa, aos colegas de laboratório Sandra Pareira, Lav Sharma, Tiago Antunes que sempre se mostraram solícitos diante das minhas dúvidas e por fim, mas não menos importante a Dona Fernanda pelas boas conversas que me faziam por alguns instantes esquecer a distância de casa.

Aos brazucas Gersika, Jackson, Paula, Saulo, Vanessa, Maria e Lucineudo, obrigada pela companhia e pela força que todos de alguma forma e em algum momento me deram, a todos vocês meu sincero agradecimento.

Ao professor Elisandro Ricardo por seus ensinamentos preciosíssimos para a identificação das espécies encontradas e por sempre estar disposto a compartilhar sua grande experiência com os fungos poliporóides.

A todos do laboratório de microbiologia, a ajuda de vocês tornou o caminho até aqui mais fácil, Lene, Yamamoto, Lica, Carolina, Beth, Thiago, Rafael, Verônica, Fabio, Edina, Thais, Vanessa, Elton, Cristiano, Maria Luiza, Josilda...obrigada pela contribuição de cada um de vocês.

A minha equipe de coleta, professor Bezerra, Lica, Elton, Rober, Vanessa, Sr. Dizio, Jair, Creuzinha, Jigriola e Maria, foram oitos coletas muito prazerosas com cada um de vocês, muito obrigada.

Ao senhor Dizio por ter disponibilizado sua propriedade para as nossas pesquisas e por toda atenção dado a nossa equipe. Também agradeço todos os funcionários que nos receberam e no ajudaram no Parque Sete Passagem para realizar nossas pesquisas. A todos vocês fica meu muito obrigada.

A todos os funcionários da secretaria da pós-graduação em especial a Deyse, Rejane e a Carla, por toda atenção e eficiência todas as vezes que solicitei alguma informação ou ajuda. Meninas muito obrigada!

A Fapesb, CNPq e Capes pelo apoio financeiro durante todo o período do doutorado.

SUMÁRIO

	Pág.
RESUMO	
ABSTRACT	
REFERENCIAL TEÓRICO	01
ARTIGO 1	
LEVANTAMENTO DE FUNGOS POLIPOROIDES DA CAATINGA E MATA ATLÂNTICA NA BAHIA	36
ARTIGO 2	
FIRST RECORD OF <i>DAEDALEA RYVARDENIANA</i> DRECHSLER-SANTOS & ROBLEDO (AGARICOMYCETES, POLYPORALES, FOMITOPSIDACEAE) IN THE CAATINGA AREA OF BAHIA, BRAZIL	52
ARTIGO 3	
NOVA ESPÉCIE DO GÊNERO <i>LAETIPORUS</i> (POLYPORALES, FOMITOPSIDACEAE) NA BAHIA, BRASIL	61
ARTIGO 4	
<i>GANODERMA</i> spp. ASSOCIADAS AO DECLÍNIO DE PLANTAS EM <i>FABACEAE</i> E <i>MORACEAE</i> NA BAHIA, BRASIL.	76
CONSIDERAÇÕES FINAIS	

TAXONOMIA, DIVERSIDADE E IMPORTÂNCIA FITOPATOLÓGICA DE BASIDIOMICETOS POLIPOROIDES EM PLANTAS DA CAATINGA E MATA ATLÂNTICA NA BAHIA

Autora: Cristiane Duarte dos Santos

Orientadora: Dr. José Luiz Bezerra

RESUMO:

Os fungos poliporoides constituem um grupo polifilético de basidiomicetos chamados popularmente de “orelhas-de-pau” devido ao hábito do basidioma ou basidiocarpo, que geralmente apresentam himenóforo poróide, esses fungos são representados por aproximadamente 1200 espécies. Eles são comuns nos troncos de árvores em florestas do mundo todo. São macroscópicos e facilmente coletados e fáceis de preservar. Vários são os estudos sobre poliporoides comprovando sua importância para a agricultura ou como decompositores, agentes de biorremediação de áreas contaminadas com produtos radioativos e derivados de petróleo e ainda existem aqueles que são patogênicos às plantas arbóreas. A maioria dos fungos poliporoides são decompositores de madeira, vivendo como sapróbios na madeira morta, causando podridão branca ou marrom. A distribuição geográfica dos fungos poliporoides é muito vasta, atingindo todos os continentes. No Brasil são frequentes em todos os biomas, inclusive na Caatinga e Mata Atlântica. Objetivou-se neste trabalho a identificação e estudo da diversidade dos fungos poliporoides nos biomas da Caatinga e Mata Atlântica além identificar possíveis doenças causadas por espécies desse grupo de fungos. Quanto aos fungos poliporoides a Caatinga é menos explorada que a Mata Atlântica. A maioria dos trabalhos até o presente estudo, sobre fungos poliporoides no Brasil foram realizados na Mata Atlântica. Foram realizadas oito coletas, quatro em cada bioma nos anos 2014/2015. Resultando em 196 espécimes coletados, 161 espécimes identificados, 61 espécies, oito famílias (Fomitopsidaceae, Ganodermataceae, Hymenochaetaceae, Meruliaceae, Mycenaceae, Polyporaceae, Schizophyllaceae e Steraceae) e tendo o gênero *Ganoderma* com maior número de espécies nos dois biomas, com alta similaridade entre os biomas e diversidade e abundância maior no bioma Mata Atlântica. *Daedalea ryvarideniana* (Agaricomycetes, Polyporales, Fomitopsidaceae) é relatada pela primeira vez na área de Caatinga da Bahia. Foi encontrado um

espécime de *Laetiporus* o qual foi feito análises microscópica com cortes à mão livre dos basidiomas e montagem em lâminas com: floxina 1% + KOH 3%; KOH 3%; e Melzer e as análises moleculares foram realizadas utilizando a região ITS com os *primers* ITS1 e ITS4. A combinação de dados micromorfológicos e sequências de ITS chegou a *Laetiporus pratigiensis* sp. nov. Em casa de vegetação foram feitos testes de patogenicidade em mudas de *Delonix regia*, *Cassia grandis* e *Enterolobium contortisiliquum*. As análises moleculares foram realizadas utilizando a região ITS com os *primers* ITS1 e ITS4. A combinação de dados micromorfológicos e sequências de ITS levou a identificar *G. multiplicatum* e *G. stipitatum*.

Palavras chave: Polifilético, *Daedalea ryvardeana*, *Laetiporus pratigiensis*, doenças.

TAXONOMY, DIVERSITY AND PHYTOPATHOLOGICAL IMPORTANCE OF POLYPHOROID BASIDIOMICETES IN CAATINGA AND ATLANTIC MATA PLANTS IN BAHIA

Author: Cristiane Duarte dos santos

Adviser: Dr. José Luiz Bezerra

ABSTRACT:

Polypore fungi are a polyphyletic group of basidiomycetes popularly referred to as "wooden ears" due to the habit of the basidioma or basidiocarp, which usually have a poroid hymenophore. These fungi are represented by approximately 1200 species. They are common in tree trunks in forests all over the world. They are macroscopic and easily collected and easy to preserve. There are several studies on polyporoids proving their importance to agriculture or as decomposers, bioremediation agents from areas contaminated with radioactive products and petroleum products, and there are still those that are pathogenic to tree plants. Most polyporoid fungi are wood decomposers, living as saprobes in dead wood, causing white or brown rot. The geographic distribution of polyporoid fungi is very wide, reaching all continents. In Brazil, they are frequent in all biomes, including in the Caatinga and Mata Atlântica. The objective of this work was the identification and study of the diversity of polyporoid fungi in the Caatinga and Atlantic Forest biomes, in addition to identifying possible diseases caused by species of this group of fungi. As for the polyporoid fungi the Caatinga is less explored than the Atlantic Forest. Most of the studies up to the present study on polyporoid fungi in Brazil were carried out in the Atlantic Forest. Eight collections were carried out, four in each biome in the years 2014/2015. The species *Ganoderma* with the highest number of species in the two biomes, with a high similarity between the two species, was observed in 196 specimens collected, 161 specimens, 61 species, eight families (Fomitopsidaceae, Ganodermataceae, Hymenochaetaceae, Meruliaceae, Mycenaceae, Polyporaceae, Schizophyllaceae and Stereaceae). The biomes and diversity and greater abundance in the Atlantic Forest biome. *Daedalea ryvarideniana* (Agaricomycetes, Polyporales, Fomitopsidaceae) is reported for the first time in the Caatinga area of Bahia. A *Laetiporus* specimen was found which was microscopically analyzed with freehand cuts of the basidiomas and mounted on

slides with: 1% floxin + 3% KOH; KOH 3%; and Melzer and the molecular analyzes were performed using the ITS region with the primers ITS1 and ITS4. The combination of micromorphological data and ITS sequences reached *Laetiporus pratigiensis* sp. nov. In greenhouse pathogenicity tests were performed on seedlings of *Delonix regia*, *Cassia grandis* and *Enterolobium contortisiliquum*. Molecular analyzes were performed using the ITS region with primers ITS1 and ITS4. The combination of micromorphological data and ITS sequences led to the identification of *G. multiplicatum* and *G. stipitatum*.

Key words: Polyphyletic, *Daedalea ryvardeana*, *Laetiporus pratigiensis*, diseases.

REFERENCIAL TEÓRICO

Filo Basidiomycota – breves considerações

O filo Basidiomycota R.T. Moore é um grupo de fungos monofilético, com mais de 31.000 espécies descritas em todo o mundo KIRK et al. (2008), BLAIR (2009). Esse filo é caracterizado por formar estruturas chamadas de basídios, órgãos onde ocorre a cariogamia e a meiose, originando esporos, de nome específico os basidiósporos, que ficam inseridos diretamente sobre a parede dos basídios ou sobre extensões dos mesmos, os esterigmas WEBSTER e WEBER (2007). Geralmente os basídios são formados em estruturas macroscópicas denominadas basidioma e são incluídos no Subfilo Agaricomycotina Dowel HIBBETT et al. (2007). No Brasil diante da grande diversidade de fungos encontradas nos mais diversos filis, o de maior predominância é o Basidiomycota com 2.741 espécies, distribuído em 22 ordens. Com destaque para Mata Atlântica que possui a maior quantidade de registros, com 3.017 espécies, seguido pela Amazônia com 1.050 espécies e Caatinga com 999 espécies MAIA et al. (2015). Entretanto, os estudos genéticos e moleculares indicam que há uma grande diversidade dentro desse filo ainda a ser descobertos ARNOLD et al. (2007), KEMLER et al. (2009). Estima-se que aproximadamente 37% de todos os fungos descritos pertencem ao filo Basidiomycota OBERWINKLER (2012). Os Basidiomicetos compõem um grupo bastante diverso, que vai desde os fungos microscópicos como as ferrugens, os carvões e oídios, microrganismos esses que causam importantes doenças na agricultura, até as formas mais conhecidas como os cogumelos e as orelhas-de-pau. A maioria deles apresenta uma frutificação macroscópica, constituída por hifas modificadas que formam pseudotecido (pletênquima), nas quais se diferenciam píleo, estipe, lamelas, anel e volva PUTZKE e PUTZKE, (2013).

Fungos poliporóides

Os fungos poliporoides constituem um grupo polifilético de basidiomicetos chamados popularmente de “orelhas-de-pau” devido ao hábito dos basidiomas ou basidiocarpos, que geralmente apresentam himenóforo poróide. Se-

gundo MUELLER et al. (2007) esses fungos são representados por aproximadamente 1200 espécies. Eles são comuns nos troncos de árvores em florestas do mundo todo. São macroscópicos, facilmente coletados e de fácil preservação GUGLIOTTA e CAPELARI (1998). As principais ordens dos fungos poliporoides no mundo são: (1) Hymenochaetales, com três famílias, 50 gêneros e 610 espécies; e (2) Polyporales, com 13 famílias, aproximadamente 216 gêneros e 1801 espécies KIRK et al. (2008). No Brasil, a ordem Hymenochaetales possui 22 gêneros e 166 espécies, enquanto que a ordem Polyporales abriga 91 gêneros, 453 espécies e uma subespécie FORZZA et al. (2010), MAIA et al. (2015). Vários são os estudos sobre poliporoides comprovando sua importância para a agricultura ou como decompositores, agentes de biocontrole, produtores de substâncias medicinais e importantes assimiladores de metais pesados do solo, sendo empregados em biorremediação de áreas contaminadas com produtos radioativos e derivados de petróleo TUOMELA et al. (2000), ASSI (2005), FIGUEIREDO e SILVA (2014), ROSA et al. (2003), BENINCA (2007), ZULFADHLY et al. (2001). Segundo EASTWOOD et al. (2011) existem alguns gêneros que são patogênicos às plantas como, por exemplo, *Fomitopsis*, *Ganoderma* e *Phaeolus* que causam diversos danos às plantas arbóreas.

A maioria dos fungos poliporoides são decompositores de madeira, vivendo como sapróbios na madeira morta, causando podridão branca ou marrom ALEXOPOULOS et al. (1996), DEACON (2006). As espécies que causam podridão branca degradam lignina, celulose e hemiceluloses, o principal componente da parede celular da planta, enquanto que as espécies que não degradam a lignina causam as chamadas podridões castanhas ou marrons FLOUDAS et al. (2012). Esses fungos que causam esses dois tipos de podridões desempenham papéis fundamentais na ciclagem de nutrientes, liberando entre outras substâncias, o carbono originalmente removido da atmosfera por organismos autotróficos ALEXOPOULOS et al. (1996), DEACON, (2006). Os fungos Polyporales são usados como espécies indicadoras de conservação dos ecossistemas boreais e temperados, mostrando assim, sua importância ecológica para os mais diversos biomas CHRISTENSEN et al. (2004), HALME et al. (2008), NORSTEDT et al. (2001). A distribuição geográfica dos fungos poliporoides é muito vasta, atingindo todos os continentes. No Brasil são fre-

quentes em todos os biomas, inclusive na Caatinga e Mata Atlântica GUGLIOTTA et al. (2016).

Classificação dos fungos poliporóides

Os fungos poliporóides estão inseridos no filo Basidiomycota, tendo como uma das principais características a presença de basídios, local onde ocorre a cariogamia e meiose para formação dos esporos o quais são chamados de basidiósporos, que podem ser inseridos no basídio diretamente ou em estruturas chamadas de esterigmas FIDALGO e FIDALGO (1967), WEBSTER e WEBER (2007). As espécies desse grupo de fungos são caracterizadas por geralmente apresentarem a superfície himenoforal tubular DONK (1964). Tradicionalmente, Ganodermataceae Donk, Hymenochaetaceae Imazeki & Toki e Polyporaceae Corda eram situadas dentro da ordem Aphyllophorales juntamente com a maioria das espécies de fungos poliporóides ALEXOPOULOS e MIMS (1979).

Uma das primeiras classificações para esse grupo de fungos durou cerca de um século e foi feita por FRIES (1821) em sua obra intitulada *Systema Mycologicum*. Utilizando a forma do himenóforo como a primeira característica para subdividir os Hymenomycetes (grupo que abrangia os basidiomicetos formadores de himênio) reconhecendo os tipos: liso, dentado, lamelado, merulioide e tubulado. Nessa classificação ele colocou os fungos com himenóforo tubulado na Tribu Polypori formada por três gêneros, *Merulius* Fr., *Polyporus* P. Micheli ex Adans e *Daedalea* Pers. Em 1900 os trabalhos de Patouillard foram os primeiros a romper a classificação Friesiana, a qual incluiu o uso de características microscópicas na taxonomia dos Hymenomycetes. Em 1922 influenciado pelos trabalhos de Patouillard, o cientista REA (1922) propôs a ordem Aphyllophorales para incluir todos os fungos que não apresentavam lamelas, como por exemplo, os teleforóides (Thelephoraceae Chevall), hidnóides (Hydnaceae Chevall), clavarióides (Clavariaceae Chevall) e poróides (Polyporaceae). No novo sistema de classificação proposto por ALEXOPOULOS e MIMS (1979) foram incluídas cinco famílias (Bondarzewiaceae Kotlába & Pouzar, Fistulinaceae Lotsy, Ganodermataceae, Hymenochaetaceae e Polyporaceae) na ordem Aphyllophorales. RYVARDEN (1991) apresentou uma revisão radical

sobre fungos com poros, incluindo um modelo de chave de identificação utilizado até hoje para a identificação morfológica das famílias, diferenciando Ganodermataceae pela presença de esporos de parede dupla e ornamentada; Hymenochaetaceae, presença de setas, septo simples e reação xantocróica (enegrecimento do basidioma na presença de KOH); e Polyporales sensu lato, um grupo grande e artificial que reúne todas as outras famílias do grupo.

A classificação dos basidiomicotas permanece em processo de modificações, mesmo com tantas mudanças ao longo dos anos. Segundo BASEIA (2007), essas modificações, decorrentes da utilização de novas técnicas e conceitos, como por exemplo, a microscopia eletrônica, a sistemática filogenética e a biologia molecular, produziram grandes alterações nos sistemas de classificação dos fungos. Fundamentado em dados moleculares, um novo sistema de classificação vem sendo utilizado atualmente, proposto por HIBBETT et al. (2007). Com esta nova classificação, a ordem Aphylophorales não existe mais, pois é considerada muito artificial. Os fungos poliporoides passaram a constituir um grupo polifilético e ficaram distribuídos no subfilo Agaricomycotina, na classe Agaricomycetes, nas ordens e nas famílias: Gloeophyllales (Gloeophyllaceae), Russulales (Albatrellaceae Nuss e Bondarzewiaceae Kotl & Pouzar), Trechisporales (Hydnodontaceae Jülich), Hymenochaetales (Hymenochaetaceae e Schizoporaceae Jülich), e Polyporales (Fomitopsidaceae Jülich, Ganodermataceae, Grammotheleaceae Jülich, Meripilaceae Jülich, Meruliaceae Rea, Phaeo-rochaetaceae Jülich, Polyporaceae e Steccherinaceae Parmasto), sendo estas duas últimas ordens as principais por englobarem o maior número de espécies HIBBETT et al. (2007), KIRK et al. (2001, 2008).

A utilização da taxonomia morfológica para a identificação e classificação desse grupo de fungos, embora limitada para a interpretação biológica, e pelo o avanço da biologia molecular, ainda é uma ferramenta útil para micólogos profissionais e amadores por ser o método de identificação mais rápido, baseado nos caracteres macro e microscópicos dos basidiomas RAJCHENBERG (2006), FURTADO (1981), RYVARDEN (1991, 2004), TEIXEIRA (1993, 1994, 1995). As características macroscópicas como as observadas a partir dos basidiomas são usadas para diferenciar e classificar grupos e espécies. Os basidiomas desse grupo de fungos possuem morfologia bem diversificada, va-

riando quanto à inserção no substrato, podendo ser: ressupinada (quando é totalmente aderido ao substrato), efuso-reflexo (quando parte fica aderida ao substrato e outra se projeta para fora do substrato), pileado ou estipitado e sésstil (figura 1). Além da forma como são encontrados no substrato, esses basidiomas apresentam coloração variada com cores claras (branco a amarelo claro) e cores escuras (roxo a preto), além da consistência que vai desde esponjosa, carnosa, coriácea, corticóide até lenhosa DONK (1964), GILBERTSON e RYVARDEN (1986), RYVARDEN (1991).



Figura 1. Tipos de basidiomas quanto à inserção no substrato. (A) Ressupinado; (B) Sésstil; (C) Estipitado; (D) Efuso-reflexo. (Fotos: Santos, C.D.)

Os basidiomas também possuem outras características e/ou estruturas usadas na identificação e classificação das espécies. A superfície do himenóforo normalmente é tubular, mas com dados filogenéticos foram introduzidas espécies com himenóforo lamelado. Independentemente do tipo de himenóforo, é nessa região que são encontrados os basídios e os basidiósporos, cístidios, setas, medas, basidiólos, cistidiólos, entre outras estruturas FIDALGO e FIDALGO (1967), FIDALGO (1968), RYVARDEN (2004). Os poros observados no himenóforo podem ser circulares, angulares, hexagonais, radialmente alongados, irregulares, sinuosos, dedalóides e hexagonais. Na (figura 2) é possível observar alguns desses tipos. Segundo RYVARDEN (2004), a cor, forma e quantidade (quantos poros tem por milímetro) da superfície himenoforal são caracteres taxonomicamente importantes para a distinção das espécies.

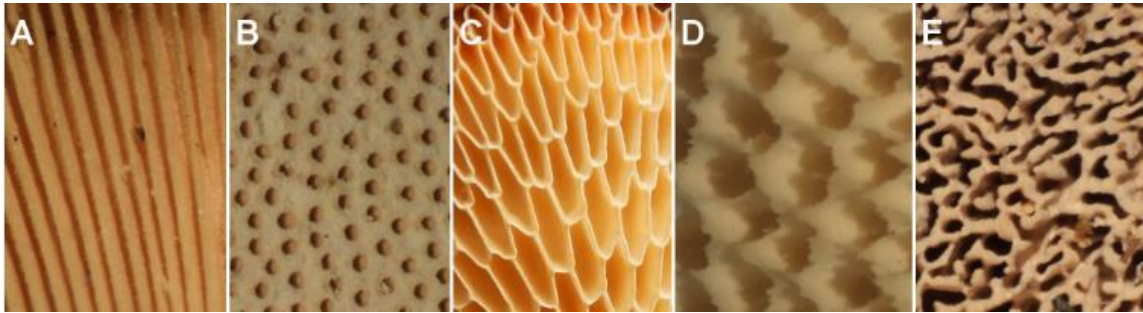


Figura 2. Tipos de superfície himenial. (A) Lamelar; (B) Regular arredondado; (C) Regular angular; (D) Irpicoide; (E) Irregular dedaloide. (Fotos: Santos, C.D.).

Quanto às características microscópicas esse grupo de fungos possuem alguns caracteres (tipos de basidiósporos, de hifas, elementos estéreis) muito importantes na classificação das espécies. O sistema hifal (figura 3) presente no basidioma pode ser: monomítico quando apresenta apenas hifas generativas, dimítico, quando apresenta dois tipos de hifas (generativas com esqueléticas ou conectivas) e trimítico, quando apresentam os três tipos de hifas RYVARDEN (1991).

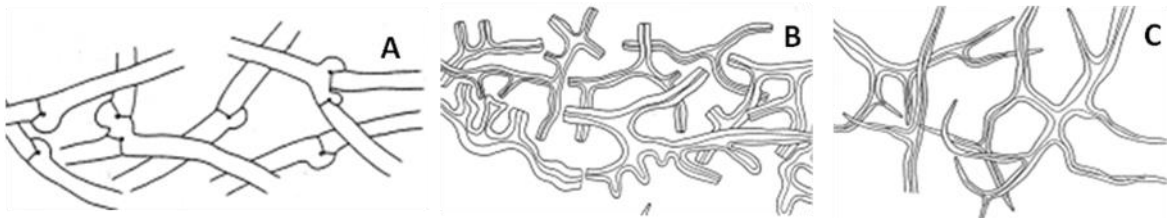


Figura 3. Tipos de hifas. (A) Hifas generativas; (A) Hifas esqueléticas; (C) Hifas conectivas (Fonte: Ryvarden, 2004).

Os basidiósporos, por sua vez, são de extrema importância na identificação e podem apresentar diversas formas e tamanhos RYVARDEN (1991), RAJCHENBERG (2006). Os basidiósporos são balistósporos, ou seja, são liberados violentamente e não formam outros basidiósporos ao germinarem. Apresentam coloração variável, desde hialina a bem pigmentada (amarelada ou amarronzada). Quanto à parede os basidiósporos podem ter parede fina, espessada e raramente dupla, lisa ou ornamentada (asperulada, tuberculada, equinulada, estriada, verrucosa, reticulada ou punctada). Também apresentam tamanhos e morfologia variada, podendo ser elípticos, globosos, cilíndricos, subglobosos, obovados, alantóides, naviculares etc, e ainda podem apresentar ápice truncado ou não (figura 4) DONK (1964), FIDALGO e FIDALGO (1967), RYVARDEN (1991, 2004).

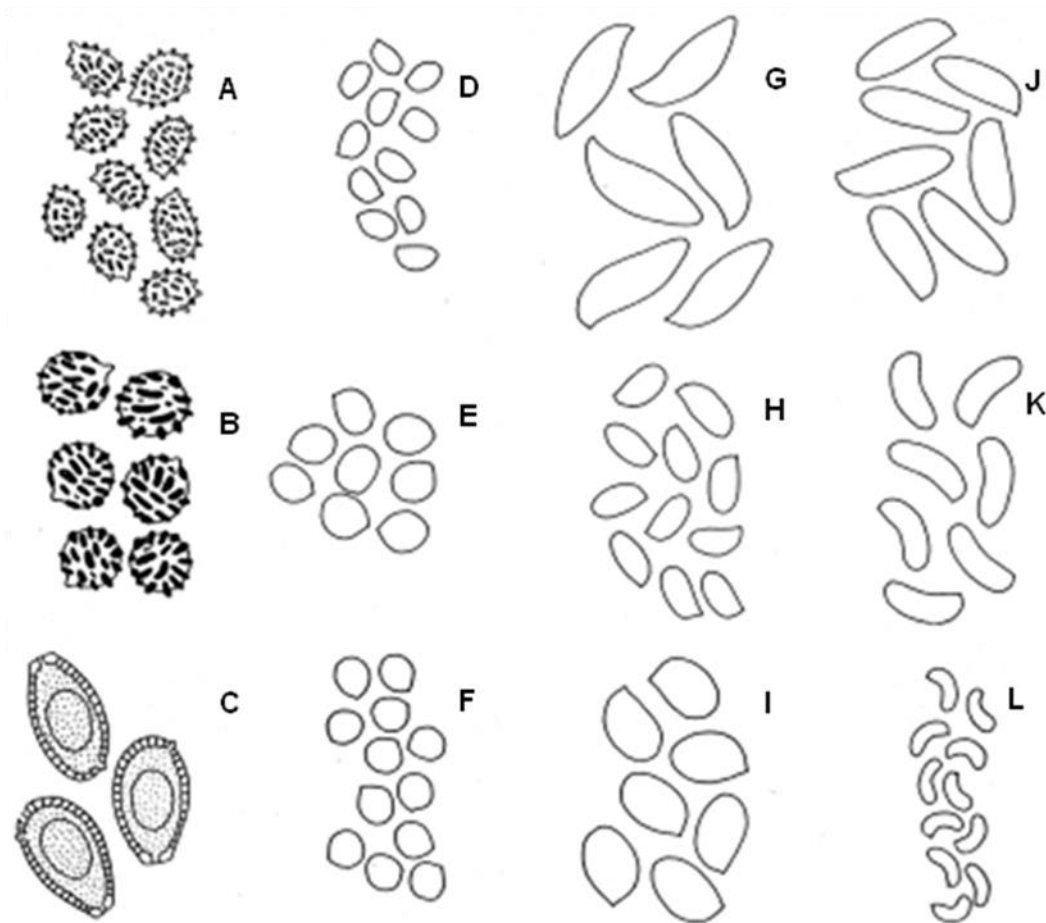


Figura 4. Tipos de basidiósporos e ornamentações. (A) Verrucoso; (B) Crestado; (C) Dupla parede e ápice truncado; (D) Subgloboso; (E, F) Globoso; (G) Navicular; (H) Oblongo-elipsóide; (I) Elipsóide; (J) Cilíndrico; (K) Alantóide e (L) Lunado (Fonte: RYVARDEN (2004)).

Outros caracteres microscópicos usados na taxonomia e classificação dos fungos poliporoide são os elementos chamados estéreis que podem ou não estar presente no himênio como, por exemplo, cistídios, cistidiolos, basidiolos, setas himeniais, medas (figura 4) RYVARDEN (1991), RAJCHENBERG (2006).

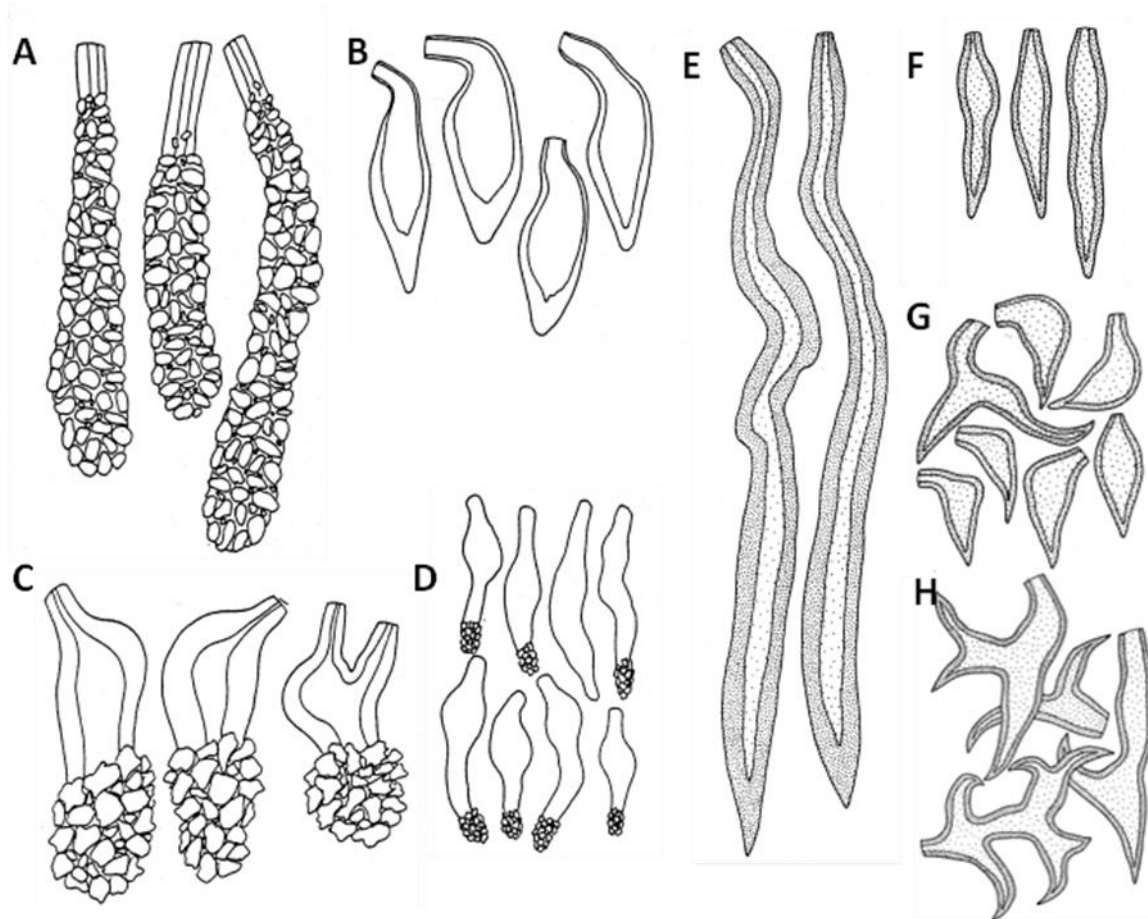


Figura 5. Tipos de cystídios. (A) Grosseiramente incrustado; (B) Ventricoso; (C) Ápice grosseiramente incrustado Liso e tubular; (D); Ápice incrustado e parede fina; (E) Seta hifal reta; (F) Seta reta (G) Seta ventricose e (H) Seta ramificada (Fonte: RYVARDEN (2004)).

Alguns testes são feitos com diferentes reagentes e corantes para separar algumas famílias e gêneros, como por exemplo, as reações chamadas de amiloide (azul) ou dextrinoide (marrom avermelhado) quando usado o reagente Melzer; metacromáticas quando testadas com azul de cresil; e cianófilas quando testadas com azul de algodão. Em alguns casos as estruturas podem se dissolver ou mudar de cor em KOH 5%. Isso acontece por que as paredes das hifas, basídios, basidiósporos e elementos estéreis podem apresentar uma reação positiva a diferentes compostos químicos que estão presentes nesses reagentes RYVARDEN (1991, 2004).

A classificação dos fungos é possível por meio da taxonomia morfológica também chamada de classificação clássica e pela taxonomia molecular, cada uma com sua peculiaridade e ambas se completando. As ferramentas e/ou caracteres são próprias de cada uma. A taxonomia clássica, por exemplo, traba-

lha com as características morfológicas (cor, tamanho e inserção no substrato dos basidiomas; cor, tamanho, formato de basidiósporos; reações aos reagentes usados, entre outros). A molecular trabalha com o DNA, especificamente com regiões determinadas como LSU e ITS.

Diversidade dos poliporóides na Caatinga

A Caatinga é um bioma formado por uma combinação de florestas secas e vegetação arbustiva cercada por florestas úmidas e de cerrados PRADO (2003). Segundo PENNINGTON et al. (2000) a Caatinga é considerada uma floresta semidecídua estacionária, exclusiva da região semiárida do Brasil. Esse bioma abrange aproximadamente 70% da região Nordeste e parte do norte de Minas Gerais, representando cerca de 11% do território nacional. O clima semiárido é caracterizado por altas temperaturas, precipitações escassas e irregulares, concentradas em apenas três a cinco meses do ano (janeiro a maio) e um longo período de seca (7-9 meses), com as médias de chuvas entre 500-1000 mm/ano MOURA e RAMOS (2004). Quanto às características meteorológicas, a região também apresenta valores extremos, tais como, os mais altos níveis de radiação solar e temperatura média anual (23-27 °C) do país, além de baixa taxa de umidade relativa (50%) e baixa nebulosidade DRUMOND et al. (2000), MOURA et al. (2007).

O nome “caatinga” tem origem Tupi e significa “mata branca”, por conta da vegetação característica na estação seca, com troncos esbranquiçados e brilhantes, e árvores sem folhas na maioria da paisagem PRADO (2003). Caatinga é um termo comum para designar um complexo de vegetais xerófilos e decíduos com espécies lenhosas, mais ou menos ricas em cactáceas e bromeliáceas rígidas. A dominância dessas espécies varia conforme a região RIZZINI (1997). Normalmente é descrita como um conjunto de arbustos e árvores retorcidas as quais apresentam mecanismo físico para minimizar a ação deletéria dos herbívoros nas suas folhas e ramos novos que consiste na grande quantidade de espinhos, acúleos e pêlos, algumas vezes associados a um agente químico urticante que potencializa ainda mais essa proteção DUQUE (1980), LIMA (1996).

Segundo GIULIETTI et al. (2004, 2005) a Caatinga é um dos maiores patrimônios biológicos do Brasil, reunindo um expressivo número de táxons raros e endêmicos com importância ecológica, cultural e econômica. Durante muitos anos se pensou que a Caatinga possuía baixa diversidade biológica, porém QUEIROZ et al. (2006), provaram o contrário.

Os primeiros registros de fungos poliporoides para a Caatinga e especificamente para a Bahia foram apresentados na I Reunião Sul-Americana de Botânica em 1938, no Rio de Janeiro. Na ocasião o sábio francês Camille Torrend, radicado na Bahia, apresentou 206 espécies de fungos poliporoides coletados por ele na caatinga, tais como: *Polyporus globocephalus* Lloyd, *Hexagonia capillaceae* Pat., *Fomes rimosus* Berk. (= *Phellinus rimosus* Berk.) e *Fomes pectinatus* Klotz. (= *Phylloporia pectinata* (Klotzsch), entre outros TORREND (1940). GÓES-NETO et al. (2003), em área de mata úmida no semiárido da Bahia (brejos de altitude), listaram 26 espécies de fungos poliporoides, dentre as quais destacam-se por sua frequência, as seguintes: *Pycnoporus sanguineus* (L.) Murril, *Phellinus gilvus* (Schwein.) Pat. e *Lentinus crinitus* (L.) Fr. observando que a diversidade desses fungos na área estudada pode ser considerada similar à de áreas de Mata Atlântica. Ao longo dos anos várias espécies de fungos poliporoides foram identificadas em revisões de coleções de basidiomicetos em diversos herbários e espécimes coletados em diferentes áreas do bioma Caatinga, por exemplo, *Lentinus crinitus*, *Gloeophyllum striatum* (Sw.) Murrill, *Phylloporia chrysites* (Berk.), *Ganoderma australe* (Fr.) Pat., *G. stiptatum* (Murrill) Murrill, *Favolus tenuiculus* P. Beauv., *Fomes fasciatus* (Sw.) Cooke, *Pycnoporus sanguineus*, *Trichaptum biforme* (Fr.) Ryvarden e *Coriolopsis floccosa* (Jüngh.) Ryvarden MAIA e GIBERTONI (2002), GÓES-NETO e BASEIA (2006), DRECHSLER-SANTOS et al. (2007b, 2008b, 2009, 2010).

Novas espécies de *Phellinus*, *Trichaptum*, *Daedalea* e *Panus* foram descobertas e identificadas, ressaltando ainda mais a diversidade e grande importância desse bioma DRECHSLER SANTOS et al. (2010), GIBERTONI et al. (2011), BALTAZAR et al. (2012), DRECHSLER-SANTOS et al. (2012a). Revisões foram feitas na última década nos herbários: CEPEC-Fungi (Comissão Executiva do Plano da Lavoura Cacaueira CEPLAC), HUVA (Universidade Es-

tadual Vale do Acaraú), ALCB (Universidade Federal da Bahia) e IPA (Instituto Agrônômico de Pernambuco), onde foram revisadas 61 exsicatas desses herbários correspondentes a 36 espécies distribuídas em Agaricales, Auriculariales, Gloeophyllales, Hymenochaetales, Polyporales e Russulales. Dessas espécies, 14 são novos registros para o bioma Caatinga Drechsler-Santos et al. (2013). Segundo MAIA et al. (2015), a percentagem de espécies encontradas e identificadas na Caatinga nos últimos cinco anos para as duas principais ordens do grupo poliporóides foi de 36% de Polyporales e 22% de Hymenochaetales. Estudos feitos por NEVES et al. (2013) na região do semiárido brasileiro, ratificam a diversidade de fungos do bioma Caatinga, tendo sido encontrados 11 táxons de Ascomycota e 73 de Basidiomycota. O grupo que mais se destacou foi o dos poliporóides com 24 táxons, sendo as mais comuns: *Pycnoporus sanguineus*, *Phellinus rimosus*, *P. piptadeniae* Teixeira, *Perenniporia tephropora* (Mont.) Ryvarden, *Inonotus rickii* (Pat.) D.A. Reid, *Hexagonia papyracea* Berk., *H. hydnoides* (Sw.) M. Fidalgo, *Ganoderma stipitatum* (Murrill) Murrill, *Amauroderma calcigenum* (Berk.) Torrend, *Coriolopsis caperata* (Berk.) Murrill e *C. rígida* (Berk. & Mont.) Murrill, entre outros.

Diversidade dos poliporóides na Mata Atlântica

Em relação à abundância e diversidade dos fungos poliporóides a Mata Atlântica é o principal bioma até o presente trabalho MAIA et al. (2015). A Mata Atlântica possui uma cobertura vegetal de 1.315.460 km, distribuídos em 17 estados, abrangendo um mosaico de diferentes tipos de vegetações como florestas ombrófilas densas, abertas e mistas; florestas estacionais decíduas e semidecíduas; campos de altitude, mangues e restingas FUNDAÇÃO SOS MATA ATLÂNTICA e INPE (2013). Ela se localiza em regiões úmidas com temperatura média de 25 °C. A pluviosidade anual é alta, variando entre 2400 e 4000 mm, garantindo um solo sempre úmido, ajudando assim na manutenção de grandes variedades de espécies vegetais, animais e microrganismos. Não é observado período seco, ocorrendo um período chuvoso de outubro a abril com altas temperaturas, e um período menos úmido que vai de maio a setembro, com menores índices pluviométricos e temperaturas mais baixas TABARELLE al. (2005).

A Mata Atlântica é um bioma altamente prioritário para a conservação da biodiversidade mundial FUNDAÇÃO SOS MATA ATLÂNTICA e INPE (2013). A maioria dos registros de Basidiomycota para o país é encontrada na Mata Atlântica, principalmente no estado de São Paulo. Esses números constantemente estão sendo atualizados, principalmente se tratando desse bioma, um dos mais estudados no Brasil MAIA et al. (2015). De toda essa diversidade de basidiomicotas encontrados na Mata Atlântica, uma parcela significativa pertence ao grupo dos poliporoides, especificamente para as duas principais ordens desse grupo, Polyporales e Hymenochaetales MAIA et al. (2015), GUGLIOTTA et al. (2016). Os primeiros estudos sobre fungos poliporoides na Mata Atlântica começaram no final século XIV, com coletas feitas por naturalistas europeus que viajaram pelo Brasil FIDALGO (1962). Boa parte das espécies foram publicadas por micólogos europeus BERKELEY (1842), HENNINGS (1902, 1904a, 1904b), PATOUILLARD (1907). Infelizmente não há nenhuma referência ou dados precisos sobre as localidades das coletas em muitas dessas obras. Segundo GÓES-NETO (1999) uma análise crítica da diversidade de basidiomicotas no Estado da Bahia, incluindo uma revisão histórica e pesquisa de campo, registrou um total de 139 táxons pertencentes às famílias Coriolaceae (29 gêneros), Hymenochaetaceae (4 gêneros), Polyporaceae (4 gêneros), Ganodermataceae (3 gêneros), Meruliaceae (2 gêneros), Grammotheleaceae (1 gênero), Bondarzewiaceae Kotl & Pouzar (1 gênero), Exidiaceae R.T Moore (1 gênero) e Tricholomataceae R. Heim ex Pouzar (1 gênero), esses táxons sendo na sua maioria coletados em áreas de Mata Atlântica. A maioria dos estudos até o presente, sobre fungos poliporoides no Brasil foi realizados na Mata Atlântica. As contribuições recentes mais importantes foram feitas por grupos de pesquisa dos estados de Pernambuco, Rio Grande do Sul, São Paulo e Santa Catarina BALTAZAR e GIBERTONI (2009). Em estudos de distribuição de fungos poliporoides na Mata Atlântica, no nordeste brasileiro, foram identificadas 138 espécies (75-90 % de riqueza) e as espécies mais encontradas foram *Phellinus gilvus* e *Funalia caperata* (Berk.) Zmitir, Malysheva GIBERTONI et al. (2015). Em fragmentos de Mata Atlântica no estado de São Paulo, especificamente no município de São José do Rio Preto onde a diversidade de poliporoides era praticamente desconhecida, foi coletado um total

de 80 espécimes e identificados 18 táxons distribuídos em 11 gêneros, seis famílias e três ordens das quais duas delas do grupo poliporoides Hymenochaetales (Hymenochaetaceae) e Polyporales (Ganodermataceae, Gloeophyllaceae, Meruliaceae e Polyporaceae) ABRAHÃO et al. (2009). Ainda no estado de São Paulo um estudo mais completo foi feito com amostras coletadas em quatro áreas diferentes no período de 1988 a 2007. Os autores listaram 80 espécies distribuídas em 11 famílias e em quatro ordens, sendo duas delas dos fungos poliporoides Hymenochaetales e Polyporales, dessas 17 espécies foram novos registros para o estado de São Paulo GUGLIOTTA et al. (2010). Outros estudos foram também em áreas de Mata Atlântica por MOTATO-VÁSQUEZ e GUGLIOTTA (2013), MOTATO-VÁSQUEZ, et al. (2014) resultaram em mais dois novos registros para o Brasil: *Rigidoporus undatus* (Pers.) Donk e *Trechispora regularis* (Murrill) Liberta. Trinta e cinco espécies pileadas anteriormente não registradas foram encontradas, aumentando para 52 o número de espécies conhecidas para aquela região do estado de São Paulo. Esses dados ratificam a importância dos fungos poliporoides na composição da micota brasileira.

Poliporóides causadores de podridões parda e branca

Muitas espécies de basidiomicetos são degradadoras de madeira sendo enquadradas em dois tipos de podridões: podridão branca e podridão parda RYVARDEN e JOHANSEN (1980). O que define uma espécie considerada causadora de podridão branca ou parda é o tipo de enzimas que ela possui. Os fungos causadores de podridão parda secretam enzimas que conseguem degradar principalmente a celulose e a hemicelulose, enquanto os que são classificados como causadores de podridão branca conseguem degradar além da celulose e hemicelulose, a lignina RYVARDEN (1991), RAJCHENBERG (2006), WEBSTER e WEBER (2007), LUNDELL et al. (2010), URCELAY et al. (2012). O tipo de podridão também é um caráter usado na classificação taxonômica por ser um importante marcador biológico. Na podridão parda ou marrom a reação com o CO₂ faz o substrato ficar com coloração marrom, quebração formando blocos enrijecidos no sentido das fibras da madeira RYVARDEN (1991), GILBERTSON e RYVARDEN (1986), RAJCHENBERG (2006), BLAN-

CHETTE (1995), LUNDELL et al. (2010), URCELAY et al. (2012). As espécies causadoras de podridão parda são menos frequentes que as espécies que causam a podridão branca, mas têm a mesma importância ecológica. Os gêneros *Antrodia* P. Karst, *Laetiporus* Murrill, *Fomitopsis* P. Karst, *Daedalea* Pers, entre outros, causam podridões pardas KIRK et al. (2008), URCELAY et al. (2012)

A podridão branca é caracterizada por provocar na madeira a perda gradativa da rigidez e/ou resistência, deixando-a esponjosa, macia e fibrosa. Isso acontece porque os fungos que a produzem degradam a lignina, quebrando-a em moléculas menores sendo por isso chamados fungos lignocelulolíticos RYVARDEN (1991), GILBERTSON e RYVARDEN (1986), RAJCHENBERG (2006), BLANCHETTE (1995), LUNDELL et al. (2010). Os fungos que causam podridão branca são mais numerosos podendo-se citar como exemplo, espécies dos gêneros *Trametes* Fr., *Ganoderma* P. Karst, *Lentinula* Earle, *Pycnoporus* P. Karst, *Abortiporus* Murrill, *Fomitiporia* Murrill, *Funalia* Pat., *Fuscoporia* Murrill entre tantos outros ADASKAVEG et al. (1991), SINGH et al. (2010), SHARMA e ARORA (2010), YANG et al. (2010a, 2010b), UCERLAY et al. (2012), DONG et al. (2013). Segundo RYVARDEN (1991) o número de fungos que causam a podridão parda corresponde a 6% do total de basidiomicetos lignícolas onde ocorrem principalmente em coníferas no Hemisfério Norte. No Brasil este índice é em torno de 2%.

Poliporoides causadores de outras doenças em plantas

A grande maioria dos fungos porliporoides encontrados é decompositora de madeira, sendo fundamentais para a ciclagem de nutrientes, mantendo assim as florestas em equilíbrio, mas algumas espécies são patogênicas causando podridão nos troncos de árvores vivas BINDER et al. (2013). Segundo EASTWOOD et al. (2011) existem algumas espécies que pertencem aos gêneros *Fomitopsis* P. Karst, *Phaeolus* (Pat.) Pat., *Ganoderma* P. Karst e *Phellinus* Qué. que causam diversos danos a plantas arbóreas. *Ganoderma philippii* causa sérios problemas fitopatológicos ao cacaueiro (*Theobroma cacao* L.), coqueiro (*Cocos nucifera* L.), cafeeiro (*Coffea arabica* L.), dendezeiro (*Elaeis guineenses* Jacq.), cravo-da-índia (*Syzygium aromaticum* L. Merr. & L.M. Per-

ry), seringueira (*Hevea brasiliensis* (Willd. Ex ADR de Juss) Muell. Arg.), mandioca (*Manihot esculenta* Crantz.) e urucum (*Bixa orellana* L.), THOROLD (1975), KRANZ et al. (1978), OLIVEIRA (1992b,1993), RAM e OLIVEIRA (1983), RAM (1985). Segundo AUER (1996) *Ganoderma* spp. ocorrem em árvores plantadas em solos rasos, com problema de drenagem e com elevado teor de matéria orgânica, principalmente de restos de árvores previamente atacadas. Essas espécies já foram encontradas também associadas em alecrim-de-campinas (*Holocalyx balansae* Micheli), flamboyant (*Delonix regia* Hook.) e pau-brasil (*Paubrasilia echinata* Lam.). Segundo SCHUBERT et al. (1997) em uma lista das principais doenças de plantas ornamentais na Flórida EUA a podridão de palmeiras causada por *Ganoderma* spp. está como a segunda mais importante.

Trabalhos realizados em campo e em casa de vegetação também na Flórida EUA comprovaram que o *Ganoderma zonatum* Murrill causa doença letal na palmeira *Syagrus romanzoffiana* (Cham.) Glassman onde quer que ela seja cultivada ao redor do mundo ELLIOTT e BROSCHE (2001), ELLIOTT et al. (2004). Em dendêzeiro a doença é conhecida como podridão do colo FLOOD et al. (2000). Ela é considerada a doença mais grave dessa planta no sudeste da Ásia, principalmente na Malásia e Indonésia, além da Tailândia e Papua-Nova Guiné. As espécies *G. zonatum* e *Ganoderma boninense* Pat. (= *Ganoderma orbiforme* Pat.), são os agentes etiológicos da podridão do colo do dendê nos EUA e Ásia, respectivamente ELLIOTT et al. (2004), MONCALVO (2000). Na Índia, várias espécies de *Ganoderma* principalmente *Ganoderma lucidum* (Curtis) P. Karst. e *Ganoderma applanatum* (Pers.) Pat. foram identificadas causando doenças em 144 culturas perenes como: eucalipto (*Eucalyptus* spp.), coco, café, figueira-de-bengala (*Ficus benghalensis* L.), *Acacia albida* Lindl., *Abies pindrow* Royle, cajueiro (*Anacardium occidentale* L.), charoli (*Buchanania axillaris* (Desr.) Ramam), guandu (*Cajanus cajan* L. Millsp.), chá-da-índia (*Camellia sinensis* (L.) Kuntze), seringueira, manga (*Mangifera indica* L.), cacau, amargoseira (*Melia azedarach* L.), jacarandá-mimososa (*Jacaranda mimosifolia* D. Don), entre outras SANKARAN et al. (2005).

Segundo PLOETZ (2005) *Ganoderma* spp. atacam uma ampla gama de hospedeiros de angiospermas e gimnospermas, causando podridões e cancro em plantas como, abacate (*Persia americana* Mill), coco, mangostão (*Garcinia*

mangostana L.) e citros (*Citrus* L.). Espécies do gênero *Ganoderma* são sem dúvida os principais patógenos do grupo de fungos poliporoides que acometem culturas perenes. Estudos feitos no Sudeste Asiático por vários autores demonstraram que a espécie *Ganoderma orbiforme* infecta plantas de dendê através das raízes, causando assim vários prejuízos à cultura NAVARATNAM e CHEE (1965), KHAIRUDIN et al. (1991), LIM et al. (1992), SARIAH et al. (1994), LIM e FONG, 2005, BRETON et al., 2006, REES et al., 2007). Segundo CIBRIAN et al. (2007) *G. lucidum* é um importante patógeno em pomares comerciais de pêssigo matando árvores jovens e forçando medidas de controle. Estudos feitos no Sri Lanka revelaram que essa espécie é letal para *Cassia nodosa* L., *Cassia fistula* L. e *Delonix regia* (Hook.) Raf. após 6-12 meses do aparecimento dos primeiros sintomas, sendo *C. fistula* o hospedeiro mais susceptível FERNANDO (2008).

Segundo URCELAY et al. (2012), as espécies de *Ganoderma australe* e *Ganoderma resinaceum* Boud. destroem plantas arbóreas nas ruas de Córdoba, as quais colonizam as plantas vivas desde o tronco até as raízes, provocando podridão branca, e ocasionando danos significativos na estrutura das árvores, tanto nativas como exóticas, tais como, acácia negra, pinho, jacarandá, amora, laranjeira e outras. BHADRA (2014) encontrou algumas espécies de *Ganoderma*, entre elas *G. lucidum* e *G. applanatum* provocando doença em *Acacia auriculiformis* no Japão. Na África do Sul, especificamente em Pretoria, chamada também de cidade dos Jacarandás (*Jacaranda mimosifolia*), foram encontradas duas novas espécies de *Ganoderma* (*G. enigmaticum* e *Ganoderma destructans* *Ganoderma destructans* M.P.A. Coetzee, Marinc. & M.J. Wingf.) causando doenças nessas plantas COETZEE et al. (2015).

Os fungos *Phellinus robustus* (P.Karst.) (= *Fomitipora robusta* (P.Karst.)), *P. gilvus*, *Phellinus everhartii* (Ellis & Galloway) A. Ames e *G. lucidum* causam cancos em ramos e hastes de carvalho no México, em plantas jovens e velhas, e estavam presentes em 92 % da área estudada pelos autores MORENO-RICO et al. (2010). As plantas atacadas por esses patógenos apresentam sintomas em ramos apicais (dieback), perda do vigor e conseqüentemente morte da mesma AGRIOS (2005), DAWNER (2001), SWIECKI e BERNHARDT (1990). A madeira afetada perde a consistência e/ou resistência, não suportan-

do assim os ventos e com isso seus galhos quebram, causando a morte de parte ou de toda a planta DAWNER (2001). Apesar do carvalho ser o principal hospedeiro de *F. robusta*, esse patógeno pode atacar espécies de árvores dos gêneros *Abies* Mill, *Acacia* Mill, *Betula* L., *Buxus* L., *Cassinia* R. Br., *Cereus* Mill., *Elaeagnus* L., *Eucalyptus* L'Hér., *Fagus* L., *Hippophae* L., *Juglans* L., *Leptospermum* J.R. Forster & G. Forster, *Nothofagus* Blume, *Opuntia* Mill, *Picea* Link, *Pinus* L., *Pistacia* L., *Pittosporum* Banks Sol., *Pseudotsuga* Carrière DAWNER (2001), PEGLER e WATERSTON (1968). Um levantamento feito nas ruas de Córdoba catalogou 30 espécies de fungos associados a plantas vivas e mortas. Dessas, 17 espécies (*Abortiporus biennis* (Bull.) Singer, *Antrrodia aff delbustoi*, *A. aff malicola*, *Fomitiporia* spp, *Funalia gallica* (Fr.) Bondartsev & Singer, (= *Coriolopsis gallica* (Fr.) Bondartsev & Singer) *F. trogii* (Fr.) Bondartsev & Singer (= *Trametes trogii* (Fr.) Bondartsev & Singer), *Fuscoporia gilva* (Schwein.) T. Wagner & M. Fisch (= *Phellinus gilvus* (Schwein.) T. Wagner & M. Fisch), *Ganoderma australe*, *G. resinaceum*, *Inocutis jamaicensis* (Murrill) A.M. Gottlieb, J.E. Wright & Moncalvo, *Inonotus quercustris* M. Blackw. & Gilb., *I. rickii* (Pat.) D.A. Reid, *Laetiporus sulphureus* (Bull.) Murrill, *Phellinus pomaceus* (Pers.) Maire, *P. rimosus* (Berk.) Pilát., *Rigidoporus ulmarius* (Sowerby) Imazeki, e *Tyromyces fissilis* (Berk. & M.A. Curtis) Donk (= *Aurantiporus fissilis* (Berk. & M.A. Curtis) Donk)) são poliporoídes e provocam doenças em diversas plantas ao redor do mundo GILBERTSON e RYVARDEN (1986), RYVARDEN e GILBERTSON (1993), WRIGHT e ALBERTÓ (2006), WRIGHT e DESCHAMPS (1975), ROBLEDO e URCELAY (2009), URCELAY et al. (2012). Outro gênero poliporoíde que causa doenças em plantas é *Rigidoporus* Murrill fungo capaz de causar podridão branca em folhosas e, em alguns casos, em coníferas RYVARDEN (1991). A espécie *R. microporus* é um dos patógenos causadores da podridão mais letal em seringueira, em vários países do Sudoeste Asiático, Ásia Meridional e África. Plantas atacadas por esse patógeno apresentam perda na produção de látex e, em alguns casos, morte da própria planta. É um fungo que cresce e se espalha rapidamente pelo solo na ausência de substrato lenhoso formando basidiomas tanto em plantas mortas como vivas, produzindo grande quantidade de basidiósporos, facilitando a propagação para outras plantas NANDRIS et al. (1987), OGHENEKARO et al. (2014). Os biomas da Caatinga e Mata Atlântica possuem uma diversidade rica tanto nos aspectos da fauna, flora e microbiota. No que se referem aos fungos poliporoídes muitas são as espécies existentes com potencial para a medicina, alimentação humana, a agricultura e como indicadores de conservação biológica das florestas entre outros. Existe uma diversidade incalculável desses fungos pra

serem explorada e identificada nesses biomas. Assim o objetivo do presente estudo foi estudar diversidade e a taxonomia de Basidiomicetos nos biomas da Caatinga e Mata Atlântica na Bahia e identificar possíveis doenças causadas pelos fungos poliporoides em plantas arbóreas.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ABRAHÃO, M. C.; GUGLIOTTA, A. M.; GOMES, E. Poliporóides (Basidiomycota) em fragmentos de mata no perímetro urbano de São José do Rio Preto, São Paulo, Brasil. *Revista Brasileira de Botânica*, v. 32, p. 427-440, 2009.

ADASKAVEG, J. E. ; BLANCHETTE, R. A.; GILBERTSON, R. L. Decay of date palm Wood dy White-rot and drown-rot fungi. *Canadian Journal of Botany*, v. 69, p. 615-629, 1991.

AGRIOS, N. G.; *Plant Pathology*. Fifth edition. Elsevier Academic Press. U.S.A. p. 922, 2005.

ALEXOPOULOS, C. J.; MIMS, C. W. *Introductory mycology*. 3. Ed. New York, Jhon Wiley, pp.1-632, 1979.

ALEXOPOULOS, C. J.; MIMS, C. W.; BLACKWELL, M. *Introductory mycology*, 4th edn. Wiley, New York, 1996.

ARNOLD, A. E.; HENK, D. A.; EELLS, R. L.; LUTZONI, F.; VILGALYS, R. Diversity and phylogenetic affinities of foliar fungal endophytes in loblolly pine inferred by culturing and environmental PCR. *Mycologia*, v. 99, p. 185–206, 2007.

ASSI, L. Controle de *Colletotrichum lindemuthianum* (Sacc. Et Magn.) Scrib na culturado feijão (*Phaseolus vulgaris* L.) pelo extrato do cogumelo *Pycnoporus sanguineus* (L.ex Fr.). Marechal Cândido Rondon, 2005. Dissertação (mestrado) - Universidade Estadual do Oeste do Paraná NIOESTE. Setembro/2005.

AUER, C. G. Doenças de árvores urbanas. Colombo: EMBRAPA, (Série documentos), p. 18, 1996.

BALTAZAR, J. M.; DRECHSLER-SANTOS, E. R.; RYVARDEN, L.; CAVALCANTI, M. A. Q.; GIBERTONI, T. B. Contribution to the knowledge of polypores

(Agaricomycetes) from the Atlantic forest and Caatinga, with new records from Brazil. *Mycosphere*, v.3, n. 3, p. 267-280, 2012.

BALTAZAR, J. M.; GIBERTONI, T. B. A checklist of the aphylophoroid fungi (Basidiomycota) recorded from the Brazilian Atlantic Forest. *Mycotaxon*, v. 109, p. 439-442, 2009.

BASEIA, I. G. A sistemática baseada em dados moleculares: suas conseqüências na classificação dos fungos gasteróides. In: BASEIA, I. G., MAIA, L. C., MALOSSO, E.; YANO-MELO, A. M. (orgs.). *Micologia: avanços no conhecimento*. Recife: Editora Universitária UFPE 1: p. 202- 206, 2007.

BENINCA, C. P. Indução de fitoalexinas e atividade de peroxidases em sorgo e soja tratados com extratos de basidiocarpos de *Pycnoporus sanguineus*. Dissertação apresentada à Universidade Estadual do Oeste do Paraná, 2007.

BERKELEY. M. J. Notice of some fungi collected by C. Darwin Esq. in South America and the Islands os the Pacific. *Annals and Magazine of Natural History, including Zoology, Botany, and Geology*, v. 9, n. 60, p. 443-448,1842.

BHADRA, M. *Ganoderma* Association with the Mortality of *Acacia auriculiformis*, Susceptibility to Different Hosts and Its Controls. *J Plant Pathol Microb*, v.5, p. 238, 2014.

BINDER, M. et al. Phylogenetic and phylogenomic overview of the Polyporales. *Mycologia*, New York, v. 105, n, 6, p. 1350-1373, Dec, 2013.

BLAIR, J. E. FUNGI. IN S. B. HEDGES,; S. KUMAR (Eds). *The Time tree of Life*. Oxford University Press, New York, NY. p. 215–219, 2009.

BLANCHETTE, R. A. Degradation of the lignocellulose complex in wood. *Canadian Journal of Botany*, v. 73, p. 999-1010,1995.

BRETON, F.; HASAN, Y.; HARIADI, S.; LUBIS, Z.; FRANQUEVILLE, H. Characterization of parameters for the development of an early screening test for basal stem rot tolerance in oil palm progenies. *Journal of Oil Palm Research (Special issue)* p. 24–36, 2006.

CHRISTENSEN, M.; HEILMANN-CLAUSEN, J.; WALLEYN, R.; ADAMICIK, S. Wood-inhabiting fungi as indicators of nature value in European beech forests. In: Marchetti M (ed) *Monitoring and indicators of Forest biodiversity in Europe—from ideas to operationality*. European Forest Institute Proceedings 51, Joensuu, p. 229–237, 2004.

CIBRIÁN, T. D.; ALVARADO, R. D.; GARCÍA, D. S. E. *Enfermedades Forestales en México/Forest Diseases in Mexico*. UACH; CONAFOR-SEMARNAT, México; Forest Service USDA, EUA; NRCAN Forest Service, Canadá y Comisión Forestal de América del Norte, COFAN, FAO. Chapingo, México, p. 587, 2007.

COETZEE, M. P. A.; MARINCOWITZ, S.; MUTHELO, V. G.; WINGFIELD, M. J. *Ganoderma* species, including new taxa associated with root rot of the iconic *Jacaranda mimosifolia* in Pretoria, south Africa, *IMA Fungus*, v.6. n. 1, p. 249–256, 2015.

DAWNER, J., *Landscape notes*. University of California Cooperative Extension. v.XXI, n. 1. p. 4, 2001.

DEACON, J. W. *Fungal biology*, 4th edn. Blackwell Publishing, Massachusetts, 2006.

DONG, X. Q.; YANG, J. S.; ZHU, N.; WANG, E. T.; YUAN, H. L. Sugarcane bagasse degradation and characterization of three white-rot fungi. *Bioresource* In press, 2013.

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

DRECHSLER-SANTOS, E. R.; CAVALCANTI, M. A. Q.; LOGUERCIO-LEITE C.; ROBLEDO G. L. One Neotropical *Daedalea* species: *Daedalea ryvardenica* sp. nov. *Kurtziana* v. 37, n. 1, p. 65-72, 2012a.

DRECHSLER-SANTOS, E. R.; GIBERTONI, T. B.; CAVALCANTI, M. A. Q. *Podoscypha aculeata*, a new record for the neotropics. *Mycotaxon*, v. 101, p. 69-72, 2007a.

DRECHSLER-SANTOS, E. R.; GIBERTONI, T. B.; GÓES-NETO, A.; CAVALCANTI, M. A. Q. A reevaluation of the lignocellulolytic Agaricomycetes from the Brazilian semi-arid region. *Mycotaxon*, v. 108, p. 241-244, 2009.

DRECHSLER-SANTOS, E. R.; RYVARDEN, L.; BEZERRA, J. L.; BAPTISTA, T. New records of Auriculariales, Hymenochaetales and Polyporales (Fungi: Agaricomycetes) for the Caatinga Biome. *Check List*, v.9, n. 4, p. 800–805, 2013.

DRECHSLER-SANTOS, E. R.; SANTOS, P. J. P.; GIBERTONI, T. B.; CAVALCANTI, M. A. Q. Ecological aspects of Hymenochaetaceae in an area of Caatinga (semi-arid) in Northeast Brazil. *Fungal Diversity*, v. 42, n.1, p. 71-78, 2010.

DRECHSLER-SANTOS, E. R.; WARTCHOW, F.; BASEIA, I. G.; GIBERTONI, T. B.; CAVALCANTI, M. A. Q. Revision of the Herbarium URM I. Agaricomycetes from the semi-arid region of Brazil. *Mycotaxon*, v. 104, p. 9-18, 2008b.

DRUMOND, M. A.; KIILL, L. H. P.; LIMA, P. C. F.; OLIVEIRA, M. C.; OLIVEIRA, V. R.; ALBUQUERQUE, S. G.; NASCIMENTO, C. E. S. CAVALCANTE, J. Estratégias para o uso sustentável da biodiversidade da caatinga. In: Seminário para avaliação e identificação de ações prioritárias para a conservação, utilização sustentável e repartição de benefícios da biodiversidade do bioma Caatinga. Petrolina, Embrapa/Cpatsa, UFPE e Conservation International do Brasil, 2000.

DUQUE, G. O. Nordeste e as lavouras xerófilas. 3 ed. ESAm/Fundação Guimarães Duque/CNPq. Coleção Mossoroense, VCXLII.1980.

EASTWOOD, D. C.; FLOUDAS, D.; BINDER, M.; MAJCHERCZYK, A.; SCHNEIDER, P.; AERTS, A.; ASIEGBU, F. O.; BAKER, S. E.; BARRY, K.; BENDIKSBY, M.; BLUMENTRITT, M.; COUTINHO, P. M.; CULLEN, D.; VRIES, R. P.; GATHMAN, A.; GOODELL, B.; HENRISSAT, B.; IHRMARK, K.; KAUSERUD, H.; KOHLER, A.; LABUTTI, K.; LAPIDUS, A.; LAVIN, J. L.; LEE, Y. H.; LINDQUIST, E.; LILLY, W.; LUCAS, S.; MORIN, E.; MURAT, C.; OGUIZA, J. A.; PARK, J.; PISABARRO, A. G.; RILEY, R.; ROSLING, A.; SALAMOV, A.; SCHMIDT, O.; SCHMUTZ, J.; SKREDE, I.; STENLID, J.; WIEBENGA, A.; XIE, X.; KÜES, U.; HIBBETT, D. S.; HOFFMEISTER, D.; HÖGBERG, N.; MARTIN, F.; GRIGORIEV, I. V.; WATKINSON, S. C. The plant cell wall-decomposing machinery underlies the functional diversity of forest fungi. *Science*, v. 333, p. 762–765, 2011.

ELLIOTT, M. L.; BROSCAT, T. K.; UCHIDA, J. Y.; SIMONE, G. W. American Phytopathological Society, 2004.

ELLIOTT, M. T., BROSCAT, T. K. Observations and Pathogenicity Experiments on *Ganoderma zonatum* in Florida. *PALMS*, Lawrence, v. 45, n. 2, p.62-72, 2001.

FERNANDO, K.M.E.P. The roset preference of a *Ganoderma lucidum* strain for three tree species of Fabaceae Family; *Cassia nodosa*, *Cassia fistula* and *Delonix rigia*. *Journal of the National Science Foundation of Sri Lanka*, Sri Lanka, v. 36, n. 4, p. 323-326, July 2008.

FIDALGO, M.E.P.K. Contribution to the fungi of Mato Grosso, Brazil. *Rickia* 3: 171-219, 1968.

FIDALGO, O. Rick, o pai da Micologia brasileira. *Rickia*, v.3, p. 1–44, 1962.

FIDALGO, O.; FIDALGO, M.E.P.K. 1967. Dicionário micológico. Rickia Suplemento 2. Instituto de Botânica, São Paulo.

FIGUEIREDO, A.; CASTRO E SILVA, A. Atividade “in vitro” de extratos de *Pycnoporus sanguineus* e *Lentinus crinitus* sobre o itopatógeno *Fusarium* sp. *Acta Amazonica*, v. 44, n. 1, 2014.

FLOOD, J.; BRIDGE, P. D.; HOLDERNESS, M. *Ganoderma* Diseases of Perennial Crops. CABI Publishing, Wallingford, U.K. Eds, 2000.

FLOUDAS, D.; BINDER, M.; RILEY, R.; BARRY, K.; BLANCHETTE, R. A. et al. The paleozoic origin of enzymatic lignin decomposition reconstructed from 31 fungal genomes. *Science*, v. 336(6089), p. 1715–1719, 2012.

FORZZA, R. C.; BAUMGRATZ, J. F. A.; BICUDO, C. E. M.; CANHOS, D. A. L.; CARVALHO JR., A. A.; COSTA, A. F.; COSTA, D. P.; HOPKINS, M.; LEITMAN, P. M.; LOHMANN, L. G.; MAIA, L. C.; MARTINELLI, G.; MENEZES, M.; MORIM, M. P.; NADRUZ-COELHO, M. A.; PEIXOTO, A. L.; PIRANI, J. R.; PRADO, J.; QUEIROZ, L. P.; SOUZA, V. C.; STEHMANN, J. R.; SYLVESTRE, L.; WALTER, B. M. T.; ZAPPI, D. Catálogo de plantas e fungos do Brasil. 2 vols. Andrea Jakobsson Estúdio / Jardim Botânico do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro. p. 1699, 2010.

FRIES, E. *Systema Mycologicum: sistens fungorum ordines, genera et species, huc usque cognitae, quas na normam methodi naturalis determinavit*. Lundae: ex officina Berlingiana, III Vols, 1821 (-1832).

FUNDAÇÃO SOS MATA ATLÂNTICA; INPE (Instituto Nacional de Pesquisas Especiais). Relatório anual, 2013.

FURTADO, J.S. Taxonomy of *Amauroderma* (Basidiomycetes, Polyporaceae). *Memoirs of the New York Botanical Garden* 34: p. 1-109, 1981.

GIBERTONI, T. B.; DRECHSLER-SANTOS, E. R.; BALTAZAR, J. M.; GOMES-SILVA, A. C.; NOGUEIRA-MELO, G. S.; RYVARDEN, L.; CAVALCANTI, M. A. Q. The genus *Trichaptum* (Agaricomycetes, Basidiomycota) in Brazil. *Nova Hedwigia*, v. 93, n.1-2, p. 85-96, 2011.

GIBERTONI, T. B.; NOGUEIRA-MELO, G. S.; LIRA, C. R. S.; BALTAZAR, J. M.; SANTOS, P. J. P. Distribution of poroid fungi (Basidiomycota) in the Atlantic Rain Forest in Northeast Brazil: implications for conservation. *Biodiversity and Conservation*, p. 2227-2237, 2015.

GILBERTSON, R. L.; RYVARDEN, L. North American Polypores. *Synopsis Fungorum*, v. 1, p. 1-433. 1986.

GILBERTSON, R. L.; RYVARDEN, L. North American Polypores: Gronlands grafiske A/S. Oslo, Norway. v. 1, 1986.

GIULIETTI, A. M.; BOCAGE NETA, A. L.; CASTRO, A. A. J. F.; GAMARRA-ROJAS, C. F. L.; SAMPAIO, E. V. S. B.; VIRGÍNIO, J. F.; QUEIROZ, L. P.; FIGUEIREDO, M. A.; RODAL, M. J. N.; BARBOSA, M. R. V.; HARLEY, R. M. DIAGNÓSTICO DA VEGETAÇÃO NATIVA DO BIOMA CAATINGA. IN: SILVA, J.M.C.; TABARELLI, M.; FONSECA, M. T.; LINS, L. V. (Orgs.). *Biodiversidade da Caatinga: áreas e ações prioritárias para a conservação*. Brasília: Ministério do Meio Ambiente, p. 47-90, 2004.

GIULIETTI, A. M.; HARLEY, R. M.; QUEIROZ, L. P.; WANDERLEY, M. G. L.; VAN DEN Berg, C. *Biodiversidade e conservação de plantas no Brasil*. *Megadiversidade*, v.1. p. 52-69, 2005.

GÓES-NETO, A. Polypore diversity in the State of Bahia, Brazil: A historical review. *Mycotaxon*, v. 72, p. 43-56, 1999.

GÓES-NETO, A.; BASEIA, I. G. Filo Basidiomycota. In: Gusmão, L.F.P., Maia, L.C. (eds.) *Diversidade e Caracterização dos Fungos do Semi-Árido Brasileiro*. Recife, Associação Plantas do Nordeste v. II, p. 141-160, 2006.

GÓES-NETO, A.; MARQUES, M. F. O.; ANDRADE, J. D.; SANTOS, D. S. Lignicolous aphyllorphoid Basidiomycota in an Atlantic forest fragment in the semi-arid caatinga region of Brazil. *Mycotaxon*, v. 88, p. 359-364, 2003.

GUGLIOTTA, A. M., CAPELARI, M. Taxonomia de basidiomicetos. In: BONONI, V. L. R. (org.) *Zigomicetos, Basidiomicetos e Deuteromicetos: noções básicas de taxonomia e aplicações biotecnológicas*. São Paulo: Instituto de Botânica, p. 68-105. 1998.

GUGLIOTTA, A. M.; FONSÊCA, M. P.; BONONI, V. L. R. Additions to the knowledge of aphyllorphoid fungi (Basidiomycota) of Atlantic Rain Forest in São Paulo State, Brazil. *Mycotaxon*, v. 112, p. 335-338, 2010.

GUGLIOTTA, A. M.; GIBERTONI, T. B.; DRECHSLER-SANTOS, E. R.; SILVEIRA, R. M. B.; CHIKOWSKI, R. S.; PIRES, R. M.; MONTOYA, C. A. S.; SOUZA, J. F.; PALACIO, M.; REZENDE, D. H. C. Polyporales in Lista de Espécies da Flora do Brasil. Jardim Botânico do Rio de Janeiro, 2016.

HALME P, KOTIAHO, J. S.; YLISIRNIO, A. L.; HOTTO, J.; JUNNINEN, K.; KOUKI, J.; LINDGREN, MÖNKKÖNEN, M.; PENTTILÄ, R.; RENVALL, P.; SIITONEN, J.; SIMILA, M. Perennial polypores as indicators of annual and red-listed polypores. *Ecol Indic*, v. 9, p. 256–266, 2008.

HENNINGS, P. Fungi fluminenses a cl. E. Ule collecti. *Hedwigia*, v. 43, p. 78-95, 1904a.

HENNINGS, P. Fungi S. Paulenses II a cl. Puttemans collecti. *Hedwigia*, v. 41, p. 295- 311, 1902.

HENNINGS, P. Fungi S. Paulenses III a cl. Puttemans collecti. Hedwigia, v. 43, p. 197-209, 1904b.

HIBBETT, D. S.; BINDER, M.; BISCHOFF, J. F.; BLACKWELL, M.; CANNON, P.; ERIKSSON, O.; HUHDORF, S.; JAMES, T.; KIRK, P. M.; LUCKING, R.; THORSTEN, H.; LUTZONI, F.; MATHENY, P.; MCLAUGHLIN, D.; POWELL, M.; REDHEAD, S.; SCHOCH, C. L.; SPATAFORA, J.; STALPERS, J.; VILGALYS, R.; AIME, M.; APTROOT, A.; BAUER, R.; BEGEROW, D.; BENNY, G.; CASTLEBURY, L.; CROUS, P.; DAI, Y-W.; GAMS, W.; GEISER, D.; GRIFFITH, G.; GUEIDAN, C.; HAWKSWORTH, D.; HESTMARK, G.; HOSAKA, K.; HUMBER, R.; HYDE, K.; IRONSIDE, J.; KO LJALG, U.; KURTZMAN, C.; LARSSON, K. H.; LICHTWARDT, R.; LONGCORE, J.; DLIKOWSKA, M.; MILLER, A.; MONCALVO, J-M.; MOZLEYSTANDRIDGE, S.; OBERWINKLER, F.; PARMASTO, E.; REEB, V.; ROGERS, J.; ROUX, C.; RYVARDEN, L.; SAMPAIO, J. P.; SCHUßLER, A.; SUGIYAMA, J.; THORN, R.; TIBELL, L.; UNTEREINER, W.; WALKER, C.; WANG, Z.; WEIR, A.; WEISS, M. WHITE, M.; WINKA, K.; YAO, Y-J.; ZHANG, N. A Higher-level Phylogenetic Classification of the Fungi. Mycological Research, v. 111, p. 509-547, 2007.

KEMLER, M.; LUTZ, M.; GÖKER, M.; OBERWINKLER, F.; BEGEROW, D. Hidden diversity in the non-caryophyllaceous plant-parasitic members of Microbotryum (Pucciniomycotina: Microbotryales). Systematics and Biodiversity, v. 7, p. 297–306, 2009.

KHAIRUDIN, H.; LIM, T. K.; ABDUL RAZAK, A. R. Pathogenicity of *Ganoderma boninense* Pat. on oil palm seedlings. Proceedings of the 1991 PORIM International Congress (Agriculture). Kuala Lumpur, Malaysia: Palm Oil Research Institute of Malaysia, v. 23. p. 418, 1991.

KIRK, P. M.; CANNON, P. F.; DAVID, J. C.; STALPERS, J. A. 2001. Dictionary of the Fungi. 9rd edition, CAB International.

KIRK, P. M.; CANNON, P. F.; MINTER, D. W.; STALPERS, J. A. (Eds). Dictionary of The Fungi (10th Edition). CAB International Publishing, Wallingford, UK. p. 771, 2008.

KRANZ, J.; SCHMUTTERER, H., KOCH, W. Diseases, pests and weeds in tropical crops. New York, John Wiley & Sons, p. 666, 1978.

LIM, H. P., FONG, Y. K. Research on basal stem rot (BSR) of ornamental palms caused by basidiospores from *Ganoderma boninense*. Mycopathologia, v. 159, p.171–9, 2005.

LIM, T. K.; CHUNG, G. F.; KO W. H. Basal stem rot of oil palm caused by *Ganoderma boninense*. Plant Pathology Bulletin, v.1, p. 147–52, 1992.

LIMA, J. L. S. Plantas Forrageiras das Caatingas, Usos e Potencialidades. Associação de Plantas do Nordeste (PNE). EMBRAPA. Pernambuco. p. 441, 1996.

LUNDELL, T. K.; MÄKELÄ, M. R.; HILDÉN, K. Lignin-modifying enzymes in filamentous basidiomycetes – ecological, functional and phylogenetic review. Journal of Basic Microbiology, v.50, p. 5-20, 2010.

MAIA L. C.; CARVALHO JÚNIOR A. A.; CAVALCANTI, L. H.; GUGLIOTTA A. M.; DRECHSLER-SANTOS, E. R.; SANTIAGO, A. L. M. A.; CÁCERES, M. E. S.; GIBERTONI, T. B.; APTROOT, A.; GIACHINI, A. J.; SOARES, A. M. S.; SILVA, A. C. G.; MAGNAGO, A. C.; GOTO, B. T.; LIRA, C. R. S.; MONTOYA C. A. S.; PIRES-ZOTTARELLI, C. L. A.; SILVA D. K. A.; SOARES, D. J.; REZENDE, D. H. C.; LUZ, E. D. M. N.; GUMBOSKI E. L.; WARTCHOW, F.; KARS TEDT, F.; FREIRE, F. M.; COUTINHO, F. P.; MELO, G. S. N.; SOTÃO, H. M. P.; BASEIA, I. G.; PEREIRA, J.; OLIVEIRA, J. J. S.; SOUZA, J. F.; BEZERRA, J. L.; NETA, L. S. A.; PFENNING, L. H.; GUSMÃO, L. F. P.; NEVES, M. A.; CAPELARI, M.; JAEGER, M. C. W.; PULGARÍN, M. P.; JUNIOR, N. M.; MEDEIROS, P. S. DE; FRIEDRICH R. C. S.; CHIKOWSKI, R. S.; PIRES, R. M.;

MELO, R. F.; SILVEIRA, R. M. B.; URREA-VALENCIA, S.; CORTEZ, V. G.; SILVA, V. F. Diversity of Brazilian Fungi. *Rodriguésia* v. 66(4), p. 1033-1045, 2015.

MAIA, L. C.; GIBERTONI, T. B. Fungos registrados no semi-árido nordestino. In: SAMPAIO, E. V. S. B.; GIULIETTI, A. M.; VIRGÍNIO, J. Gamarra-Rojas, C.F.L. (eds.) *Vegetação e Flora da Caatinga*. Recife, Associação Plantas do Nordeste/APNE e Centro Nordestino de Informações sobre Plantas/CNIP: p. 163-176, 2002.

MONCALVO, J. M. Systematics of *Ganoderma*: FLOOD, J; BRIDGE, P. D.; HOLDERNESS, M., eds. *Ganoderma Diseases of Perennial Crops*. CABI Publishing, Wallingford, U.K. p. 23-45, 2000.

MORENO-RICO, O.; VELÁSQUEZ-VALLE, R.; SÁNCHEZ-MARTÍNEZ, G.; SIQUEIROS-DELGADO, M. E.; CERDA-LEMUS, M.; DÍAZ-MORENO, R. Diagnóstico fitopatológico de las principales enfermedades en diversas especies de encinos y su distribución en la sierra Fría de Aguascalientes, México, *Polibotánica*, México, n. 29, p. 165-189, 2010.

MOTATO-VÁSQUEZ, V.; GUGLIOTTA, A. M. Polypores from an Atlantic rainforest area in southeast Brazil: resupinate species. *Brazilian Journal of Botany*, v. 36, n. 3, p. 211-221, 2013.

MOTATO-VÁSQUEZ, V.; PIRES, R. M.; GUGLIOTTA, A. M. Polypores from an Atlantic rainforest area in southeast Brazil: pileate species. *Brazilian Journal of Botany*, v.37, n. 3, p. 1 -16, 2014.

MOURA, A. S.; RAMOS, G. C. C. Cenários para o Bioma Caatinga. Conselho Nacional da Reserva da Biosfera da Caatinga, Secretaria de Ciência, Tecnologia e Meio Ambiente de Pernambuco, 2004.

MOURA, M. S. B.; GALVINCIO, J. D.; BRITO, L. T. L.; SOUZA, L. S. B.; SÁ, I. I. S.; SILVA, T. G. F. Clima e água de chuva no semiárido. 2007. Disponível em: <<http://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/CPATSA/36534/1/OPB1515.pdf>> .> Acesso em 05/03/2018.

MUELLER, G. M.; SCHMIT, J. P.; LEACOCK, P. R.; BUYCK, B.; CIFUENTES, J.; DESJARDIN, D. E.; HALLING, R. E.; HJORTSTAM, K.; ITURRIAGA, T.; LARSSON, K. H.; LODGE, D. J.; MAY, T. W.; MINTER, D.; RAJCHENBERG, M.; REDHEAD, S. A.; RYVARDEN, L.; TRAPPE, J. M.; WATLING, R.; WU, Q. Global diversity and distribution of macrofungi. *Biodiversity and Conservation* v. 16, p. 37-48, 2007.

NANDRIS, D.; NOCOLE, M.; GEIGER, J. P. Root rot disease of rubber tree. *Plant Disease, Quebec*, v. 71, p. 296-306, 1987.

NAVARATNAM, S. J., CHEE, K. L. Root inoculation of oil palm seedlings with *Ganoderma* sp. *Plant Disease*, v.49, p. 1011–2, 1965.

NEVES, M. A.; BASEIA, I. G.; DRECHSLER-SANTOS, E.R.; GÓES-NETO, A. Guide to the common fungi of the semiarid region of Brazil. TECC Editora, Florianópolis. p. 142, 2013.

NORSTEDT, G., BADER, P., ERICSON, L. Polypores as indicators of conservation value in Corsican pine forests. *Biol Conserv*, v. 99, p. 347–354, 2001.

OBERWINKLER, F. Evolutionary trends in Basidiomycota. *Stapfia*, v. 96, p. 45–104, 2012.

OGHENEKARO, A. O.; MIETTINEN, O.; OMORUSI, V. I.; EVUEH, G. A.; FARID, M. A.; GAZIS, R.; ASIEGBU, F. O. Molecular phylogeny of *Rigidoporus microporus* isolates associated with white rot disease of rubber trees (*Hevea brasiliensis*). *Fungal Biology. New York*, v. 118, n.5/6, p. 495-506, 2014.

OLIVEIRA, M. L. *Ganoderma philippii* causando podridão vermelha na raiz do craveiro-da-índia. *Agrotrópica (Brasil)* v. 4, p. 27-32, 1992b.

OLIVEIRA, M. L. Podridão vermelha da raiz do cacauzeiro causada por *Ganoderma philippii*. *Agrotrópica (Brasil)* v. 5, p. 13-18, 1993.

PATOUILLARD, N. T. Champignons nouveaux du Tonkin. *Bulletin de la Société Mycologique de France*. 23(1): p. 69-79, 1907.

PEGLER, D. N.; WATERSTON, J. M. *Phellinus robustus*. Descriptions of fungi and bacteria. *IMI descriptions of fungi and bacteria*, v. 20, p. 197, 1968.

PENNINGTON, R. T.; PRADO, D. E.; PENDRY, C. A., Neotropical seasonally dry forests and quaternary vegetation changes. *J. Biog.*, vol. 27, no. 2, p. 261-273, 2000.

PLOETZ, R. C. Tropical Fruit Crops and the diseases that affect their production. *NESCO-Encyclopedia of Life Support Systems (EOLSS)*, Florida, 2005.

PRADO, D. As caatingas da América do Sul. In: LEAL, I. R.; TABARELLI, M.; SILVA, J. M. C. (Ed.). *Ecologia e Conservação da Caatinga*. Recife: Editora Universitária, UFPE, p. 3-73, 2003.

PUTZKE, J.; PUTZKE, M. T. L. *Os Reinos dos Fungos*. Santa Cruz do Sul: EDUNISC, 2013.

QUEIROZ, L. P.; RAPINI, A.; GIULIETTI, A. M. Towards Greater Knowledge of the Brazilian Semi-arid Biodiversity. *Ministério da Ciência e Tecnologia*, Brasília, p. 142, 2006.

RAJCHENBERG, M. Los Políporos (Basidiomycetes) de los Bosques Andino Patagónicos de Argentina. *Biblioteca Mycologica*, v.201, p. 1-300. 2006.

RAM, A. Podridão vermelha da raiz do urucuzeiro na Bahia. In. Ilhéus, CEPLAC/CEPEC. Informe de Pesquisa, pp.368, 1983.

RAM, A.; OLIVEIRA, M. L. Podridão vermelha da raiz do guaranazeiro no sul da Bahia. In Ilhéus, CEPLAC/CEPEC, Informe Técnico, pp.239, 1982.

REA, C. British Basidiomycetae: A handbook to the larger British fungi. Cambridge: University press, pp.1-799, 1922.

REES, R. W.; FLOOD, J.; HASAN, Y.; COOPER, R. M. Effects of inoculum potential, shading and soil temperature on root infection of oil palm seedlings by the basal stem rot pathogen *Ganoderma boninense*. Plant Pathology, v.56, p. 862–870, 2007.

RIZZINI, C. T. Tratado de Fitogeografia do Brasil: Aspectos Ecológicos, Sociológicos e Florísticos. 2. ed. Rio de Janeiro: Âmbito Cultural Edições Ltda. 1997.

ROBLEDO, G.; URCELAY, C. Hongos de la madera de árboles nativos del centro de Argentina. Universidad Nacional de Córdoba. Córdoba. 1ª ed. 2009.

ROSA, L. H.; MACHADO, K. M. G.; JACOB, C. C.; CAPELARI, M.; ROSA, C. A.; ZANI, C. L. Screening of Brazilian Basidiomycetes for Antimicrobial Activity. Memórias do Instituto Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro, v. 98, n. 7) p. 967-974, October, 2003.

RYVARDEN, L. Genera of Polypores. Nomenclature and Taxonomy. Synopsis Fungorum 5. Oslo, Fungiflora, p. 363, 1991.

RYVARDEN, L. Neotropical polypores 19: Introduction, Ganodermataceae & Hymenochaetaceae. Synopsis *Fungorum* 19: p. 229, 2004.

RYVARDEN, L., GILBERTSON, R.L. European polypores: Gronlands grafiske A/S, Oslo. Norway. part 1, 1993.

RYVARDEN, L.; JOHANSEN, I. A preliminary flora of east Africa. Fungiflora: Oslo, p. 636, 1980.

SANKARAN, K. V.; BRIDGE, P. D. GOKULAPALAN, C. *Ganoderma* diseases of perennial crops in India – an overview. Mycopathologia, v.159, p.143–152, 2005.

SARIAH, M.; HUSSIN, M. Z.; MILLER, R. N. G.; HOLDERNESS, M. Pathogenicity of *Ganoderma boninense* tested by inoculation of oil palm seedlings. Plant Pathology, v.43, p. 507–10, 1994.

SCHUBERT, T. S.; DIXON, W. N.; LEAHY, R. Florida's most wanted top 10 diseases. Ornamental Outlook, v. 6, n. 8, p. 10, 1997.

SHARMA, R. K.; ARORA, D. S. Changes in biochemical constituents of paddy straw during degradation by white rot fungi and its impact on in vitro digestibility. Journal of Applied Microbiology, v.109, p. 679–686, 2010.

SINGH, P.; SULAIMAN, O.; HASHIM, R.; PENG, L. C. Biopulping of lignocellulosic material using different fungal species: a review. Reviews in Environmental Science and Biotechnology, v.9, n. 2, p. 141-151, 2010.

SWIECKI, T. J.; BERNHARDT, E. A. A Delicate balance: Impacts of diseases and insects on the health of California oaks". Fremontia, v.18, p. 58-63, 1990.

TABARELLI, M.; PINTO, L. P.; SILVA, J. M. C.; HIROTA, M. M.; BEDE, L. C. Desafios e oportunidade para a conservação da biodiversidade na Mata Atlântica brasileira. Megadiversidade, São Paulo, v. 1, p. 132-138, 2005.

TEIXEIRA, A. R. Chave para identificação dos gêneros de Polyporaceae com base na morfologia do basidiocarpo. Boletim do Instituto de Botânica 8: p. 1-55, 1993.

TEIXEIRA, A. R. Genera of Polyporaceae: an objective approach. Boletim da Chácara Botânica de Itu 1: p. 1-91, 1994.

TEIXEIRA, A. R. Método para o estudo das hifas dos basidiocarpos de fungos poliporáceos. Manual n.6, Instituto de Botânica, São Paulo. 1995.

THOROLD, C. A. Diseases of cocoa. Oxford, Clarendon Press, Oxford, p. 423, 1975.

TORREND, C. As Poliporáceas da Bahia e Estados Limítrofes. In: Anais da 1ª Reunião Sul Americana de Botânica (1938) v. 2, p. 325-341, 1940.

TUOMELA, M.; VIKAMAN, M.; HATAKKA, A.; ITÄVAARA, M. Biodegradation of lignin in a compost environment: a review. Bioresource Technology, Oxford, v. 72, p. 169-183, 2000.

URCELAY, C., ROBLEDO, G., HEREDIA, F., MORERA, G., MONTAÑO, F.G. Hongos de la madera en el arbolado urbano de Córdoba /-1a ed. - Córdoba: Instituto Multidisciplinario de Biología Vegetal, p. 104, 2012.

WEBSTER, J.; WEBER, R. W. S. Introduction to Fungi. Cambridge, Cambridge University Press. 3rd ed. p. 841, 2007.

WRIGHT J. E.; DESCHAMPS J. R. Basidiomicetos xilófilos de la Región Mesopotámica II. Los géneros *Daedalea*, *Fomitopsis*, *Heteroporus*, *Laetiporus*, *Nigroporus*, *Rigidoporus*, *Perenniporia* y *Vanderbylia*. Rev. Invest. Agropecu. INTA ser. 5 Pat. Veg. 12: p. 127-204, 1975.

WRIGHT, J. E.; ALBERTÓ, E. Hongos de la region pampeana: hongos sin laminillas. L.O.L.A. Buenos Aires. 1ª ed v. 2, 2006.

YANG, X. W.; MA, F. Y.; ZENG, Y.L.; Y U, H. B.; XU, C. Y.; ZHANG, X. Y. Structure alteration of lignin in corn stover degraded by white-rot fungus *Irpex*

lacteus CD2. International Biodeterioration & Biodegradation, v. 64, p. 119-123, 2010b.

YANG, X. W.; ZENG, Y. L.; MA, F. Y.; ZHANG, X.Y.; YU, H.B. Effect of biopretreatment on thermogravimetric and chemical characteristics of corn stover by different white-rot fungi. Bioresource Technology, v.101, p. 5475–5479, 2010a.

ZULFADHLY, Z.; MASHITAH, M. D.; BHATIA, S. Heavy metals removal in fixed-bed column by the macro fungus *Pycnoporus sanguineus*. Environmental Pollution, v.112, p. 463-470, 2001.

ARTIGO 1

LEVANTAMENTO DE FUNGOS POLIPOROIDES DA CAATINGA E MATA ATLÂNTICA DA BAHIA¹.

¹Artigo a ser ajustado e submetido ao Comitê Editorial do periódico Científico
Revista Caatinga

LEVANTAMENTO DE FUNGOS POLIPOROIDES DA CAATINGA E MATA ATLÂNTICA DA BAHIA.

Cristiane Duarte dos Santos¹, Eliane Leal Candeias¹, Julielton Silva Santos¹, Ana Cristina Fermino Soares¹, Alessandra Nasser Caiafa¹, José Luiz Bezerra^{1,2,3}.

¹Universidade Federal do Recôncavo da Bahia, Rua Rui Barbosa, 710 – Centro- 44.380-000, Cruz das Almas, BA, Brasil.

²Universidade Federal de Pernambuco, Av. Prof. Moraes Rego 1235, 50.670-901, Recife, PE, Brasil.

³Universidade Estadual de Santa Cruz, Rodovia Jorge Amado, km 16, 45662-900, Ilhéus, BA, Brasil

* Autor para correspondência: agrocristiane@yahoo.com.br

Resumo:

A Caatinga e a Mata Atlântica são dois biomas com uma elevada diversidade biológica reunindo um expressivo número de táxons raros e endêmicos com importância ecológica, cultural e econômica. Quanto aos fungos poliporoides a Caatinga é menos explorada que a Mata Atlântica. A maioria dos trabalhos até o presente estudo, sobre fungos poliporoides no Brasil foram realizados na Mata Atlântica. Foram realizadas oito coletas, quatro em cada bioma nos anos 2014/2015. Resultando em 196 espécimes coletadas, 161 espécimes identificados, 61 espécies, oito famílias (Fomitopsidaceae, Ganodermataceae, Hymenochaetaceae, Meruliaceae, Mycenaceae, Polyporaceae, Schizophyllaceae e Steraceae) e tendo o gênero *Ganoderma* com maior número de espécies nos dois biomas, com alta similaridade entre os biomas e diversidade e abundância maior no bioma Mata Atlântica.

Palavras-chave: Basidiomicetos, Ganodermataceae, diversidade

Abstract:

The Caatinga and the Atlantic Forest are two biomes with a high biological diversity, bringing together an expressive number of rare and endemic individuals with ecological, cultural and economic importance. As for the polyporoid fungi the Caatinga is less explored than the Atlantic Forest. Most of the studies up to the present study on polyporoid fungi in Brazil were carried out in the Atlantic Forest. Collections were repeated, four in each biome in the years 2014/2015. The species *Ganoderma* with the highest number of species in the two biomes, with high number of specimens collected, 161 specimens, 61 species, eight families (Fomitopsidaceae, Ganodermataceae, Hymenochaetaceae, Meruliaceae, Mycenaceae, Polyporaceae, Schizophyllaceae and Steraceae) similarity between biomes and diversity and greater abundance not Atlantic Forest biome.

Key words: Basidiomycetes, Ganodermataceae, diversity

Introdução

A Caatinga é um bioma formado por uma combinação de florestas secas e vegetação arbustiva cercada por florestas úmidas e de cerrados PRADO (2003). Esse bioma abrange aproximadamente 70% da região Nordeste e parte do norte de Minas Gerais, representando cerca de 11% do território nacional RAMOS e BRAGA (2005). Segundo GIULIETTI et al. (2004, 2005) a Caatinga é um dos maiores patrimônios biológicos do Brasil, reunindo um expressivo número de táxons raros e endêmicos com importância ecológica, cultural e econômica. Segundo QUEIROZ et al. (2006) ao longo dos anos foi feita uma interpretação errônea ao afirmar que a Caatinga possuía baixa diversidade biológica. Em relação aos fungos muitas espécies do grupo poliporoides foram identificadas em revisões de coleções de basidiomicetos em diversos herbários e espécimes coletados em diferentes áreas do bioma Caatinga, por exemplo, *Lentinus crinitus*, *Gloeophyllum striatum* (Sw.) Murrill, *Phylloporia chrysites* (Berk.), *Ganoderma australe* (Fr.) Pat., *G. stiptatum* (Murrill) Murrill, *Favolus tenuiculus* P. Beauv., *Fomes fasciatus* (Sw.) Cooke, *Pycnoporus sanguineus*, *Trichaptum biforme* (Fr.) Ryvarden e *Coriolopsis floccosa* (Jungh.) Ryvarden, resultado de MAIA e GIBERTONI (2002), GÓES-NETO e BASEIA (2006), DRECHSLER-SANTOS et al. (2008b, 2009, 2010, 2012, 2016). Os resultados dos trabalhos desses autores citados anteriormente vem sugerir a grande diversidade dos fungos poliporoides nesse bioma ainda tão pouco explorado micologicamente, quando comparado a outros biomas como a Mata Atlântica. O bioma Mata Atlântica é considerado altamente prioritário para a conservação da biodiversidade mundial. Possui uma cobertura vegetal de aproximadamente 1.315.460 km distribuídas em 17 estados, envolvendo diferentes tipos de vegetações como florestas ombrófilas densas, abertas e mistas, florestas estacionais decíduas e semidecíduas, campos de altitude, mangues e restingas FUNDAÇÃO SOS MATA ATLÂNTICA (2013). Segundo MAIA et al. (2015) Mata Atlântica é o bioma brasileiro como maior diversidade e abundância de fungos poliporales até o momento. De toda essa diversidade de basidiomicotas encontrados na Mata Atlântica, uma parcela significativa pertence ao grupo dos poliporoides, especificamente para as duas principais ordens desse grupo, Polyporales e Hymenochaetales (Gugliotta, 2016; Maia et al., 2015). A maioria dos trabalhos

até o presente , sobre fungos poliporoides no Brasil foram realizados na Mata Atlântica GIBERTONI et al. (2007), BALTAZAR e GIBERTONI (2009), BALTAZAR et al. (2012), MOTATO-VÁSQUEZ et al. (2014), PIRES et al. (2015), esses trabalhos corroboram com as observações feitas ao longos dos anos, que a Mata Atlântica é o bioma mais estudado e explorado no que tange aos fungos poliporoides. No entanto são necessários mais estudos para a confirmação do bioma Mata Atlântica como sendo mais diverso em fungos poliporoides, uma vez que biomas com esse potencial como a Caatinga ainda é subamostrado se comparado ao bioma Mata Atlântica. Essa conclusão só será possível quando a Caatinga for tão explorada cientificamente quanto a Mata Atlântica.

Material e Métodos

Área de Estudo: Os materiais estudados foram coletados em uma região da Caatinga e outra na região de Mata Atlântica, com quatro coletas em cada área. Na Caatinga as coletas foram realizadas no Parque Estadual Sete Passagens (11°23'52.43"S 40°33'01.21"O), no município de Miguel Calmon-Bahia, duas no período seco de 2014/2015 e duas no período chuvoso de 2015. Na Mata Atlântica as coletas foram feitas em uma reserva particular chamada de Riacho do Fojo (13°18'05.58"S 39°31'25.75"O) no município de Mutuípe-Bahia, duas no período seco de 2015 e duas no período chuvoso de 2015.

Coleta e Análise de Dados: Em cada área de estudo as coletas foram realizadas da mesma maneira, coletando basidiomas próximo das trilhas por uma hora, fazendo fotografias dos fungos no local de coleta e acondicionando-os individualmente em sacos de papel com informações do substrato encontrado, estágio de decomposição do substrato, se foi encontrado em planta viva e por último codificando cada amostra. Os materiais foram levados para Laboratório de Microbiologia Agrícola da Universidade Federal do Recôncavo da Bahia-UFRB, onde foram matidos por tempo necessário a sua secagem em estufa entre 40 a 50 °C, ficando uma subamostra de cada material para identificação e as demais foram depositadas no herbário da UFRB. As análises macroscópicas consistiram na observação da cor, forma e tamanho dos basidiomas, quantifi-

cando o número de poros por mm no himenóforo e as reações com KOH 3%. A caracterização microscópica foi realizada por meio de cortes a mão livre de fragmentos dos basidiomas e subsequente montagem em lâminas com floxina 1% + KOH 3%; KOH 3%; e reagente de Melzer para verificação das reações dextrinoide e amiloide. As fotomicrografias foram obtidas em um microscópio ótico (Leica® DM750) e fotografadas com câmera Leica® ICC50HD. Os desenhos foram realizados com câmera lúcida, copiados em tinta nanquim e digitalizados. Após a caracterização macroscópica e microscópica, a identificação e classificação morfológica foi feita mediante consulta à literatura especializada de RYVARDEN e JOHANSEN (1980), RYVARDEN (1991, 2004). Para o cálculo da frequência (F) foi usado a fórmula: $F = (n \times 100) / N$, onde n é o número de espécimes de uma espécie de fungo e N é o número total de espécimes encontrados. Foi estabelecido as seguintes classes de frequência: $0,5 < F \leq 1,5\%$ = rara; $1,5 < F \leq 5\%$ = ocasional; $5 < F \leq 10\%$ = frequente; $F > 10\%$ = abundante LINDBLAD (2000), HATTORI (2005), SOARES et al. (2014). A similaridade entre os dois biomas foi calculada usando os índices de Jaccard e Bray & Curtis no programa Fitopac 2.1 SHEPHERD (2010), enquanto que a diversidade foi medida pelo índice de Shannon-Wiener e Equabilidade (Evenness) ambos calculados no Species Diversity & Richness (Versão 4) SEABY e HENDERSON (2006).

Resultados e Discussão

Foram coletados 196 espécimes de fungos poliporoides, onde foi possível à identificação até o menor nível categórico de 161 desses, com 61 espécies as quais foram agrupados nas famílias Fomitopsidaceae, Ganodermataceae, Hymenochaetaceae, Meruliaceae, Mycenaceae, Polyporaceae, Schizophyllaceae e Steraceae. A família com maior número de representantes tanto para a Caatinga como para a Mata Atlântica foi a Polyporaceae com 19 e 11 espécies respectivamente. As famílias com menor representantes para a Caatinga foram Fomitopsidaceae, Mycenaceae e Steraceae com uma espécie cada, já na Mata Atlântica as famílias com menor número de representantes foram Mycenaceae e Schizophyllaceae também com uma espécie cada. Quanto à riqueza no bio-

ma Caatinga foi encontrado um total de 34 espécies dos quais 21 foram exclusivas para esse bioma, enquanto que na Mata Atlântica foram encontradas 40 espécies sendo 27 exclusivas para o mesmo e 13 espécies foram comuns para os dois biomas, tendo *Ganoderma* o gênero com maior representante de espécies, três na Caatinga e cinco na Mata Atlântica. Apenas três espécies foram classificadas como abundante, *Pyrofomes* sp, *Phellinus gilvus* (Schwein.) Pat e *Funalia caperata* (Berk.) Zmitr. & Malysheva a primeira encontrada no bioma Caatinga e as outras na Mata Atlântica. Quanto à frequência foram encontrados cinco espécies *P. gilvus*, *F. caperata* e *Trulla polyporoides* (Ryvarden & Iturr.) Miettinen & Ryvarden na Caatinga e *Rigidoporus lineatus* (Pers.) Ryvarden e *Stereum ostrea* (Blume & T. Nees) Fr. na Mata Atlântica, as demais espécies foram classificadas como ocasionais e raras (Tabelas 1 e 2).

Tabela 1: Famílias e espécies de fungos poliporoides (Agaricomycetes) identificadas para a Caatinga da Bahia por frequência relativa e classe de frequência.

Família/Espécies	Frequência (%)	Classe de Frequência
Fomitopsidaceae Jülich		
<i>Daedalea ryvardeniana</i> Drechsler-Santos & Robledo	2,44	Ocasional
Ganodermataceae Donk		
<i>Ganoderma australe</i> (Fr.) Pat.	1,22	Rara
<i>Ganoderma perzonatum</i> Murrill	2,44	Ocasional
<i>Ganoderma stipitatum</i> (Murrill) Murrill	1,22	Rara
Hymenochaetaceae Donk		
<i>Fomitiporia</i> sp. Murrill	1,22	Rara
<i>Phellinus gilvus</i> (Schwein.) Pat.	9,76	Frequente
<i>Fuscoporia</i> sp. Murrill	2,44	Ocasional
<i>Fuscoporia torulosa</i> (Pers.) T. Wagner & M. Fisch.	3,66	Ocasional
<i>Hymenochaete</i> sp. Lév.	1,22	Rara
<i>Phellinotus neoaridus</i> Drechsler-Santos & Robledo	1,22	Rara
<i>Phellinus anchietanus</i> Decock & Ryvarden	2,44	Ocasional

Continua...

Continuação...

Tabela 1: Famílias e espécies de fungos poliporoides (Agaricomycetes) identificadas para a Caatinga da Bahia com a frequência relativa e classe de frequência.

Família/Espécies	Frequência (%)	Classe de Frequência
Meruliaceae P. Karst.		
<i>Irpex</i> sp. Fr.	1,22	Rara
<i>Junghuhnia nitida</i> (Pers.) Ryvarden	1,22	Rara
Mycenaceae Roze		
<i>Panellus pusillus</i> (Pers. ex Lév.) Burds. & O.K. Mill.	1,22	Rara
Polyporaceae Fr. ex Corda		
<i>Dichomitus</i> sp.	1,22	Rara
<i>Favolus grammocephalus</i> Lloyd	1,22	Rara
<i>Fomes fascitus</i> (Sw.) Cooke	3,66	Ocasional
<i>Funalia caperata</i> (Berk.) Zmitr. & Malysheva	6,10	Frequente
<i>Funalia floccosa</i> (Jungh.) Zmitr. & Malysheva	1,22	Rara
<i>Hexagonia hydroides</i> (Sw.) M. Fidalgo	2,44	Ocasional
<i>Lenzites stereoides</i> (Fr.) Ryvarden	1,22	Rara
<i>Loweporus tephroporus</i> (Mont.) Ryvarden	1,22	Rara
<i>Neofavolus mikawae</i> (Lloyd) Sotome & T. Hatt	3,66	Ocasional
<i>Perenniporia</i> sp.	1,22	Rara
<i>Polyporus dictyoporus</i> Mont.	2,44	Ocasional
<i>Polyporus</i> sp.	1,22	Rara
<i>Pycnoporus sanguineus</i> (L.) Murrill	3,66	Ocasional
<i>Pyrofomes</i> sp.	12,20	Abundante
<i>Trametes variegata</i> (Berk.) Zmitr., Wasser & Ezhov	1,22	Rara
<i>Trametes villosa</i> (Sw.) Kreisel	2,44	Ocasional
<i>Trichaptum sector</i> (Ehrenb.) Kreisel	3,66	Ocasional
<i>Trichaptum</i> sp.	3,66	Ocasional
<i>Trulla polyporoides</i> (Ryvarden & Iturr.) Miettinen & Ryvarden	8,54	Frequente
Stereaceae Pilát		
<i>Stereum</i> sp.	4,88	Ocasional

Tabela 2: Famílias e espécies de fungos poliporoides (Agaricomycetes) identificadas para a Mata Atlântica da Bahia com a frequência relativa e classe de frequência.

Família/Espécies	Frequência (%)	Classe de Frequência
Fomitopsidaceae Jülich		
<i>Neoantrodia variiformis</i> (Peck) Audet	1,27	Rara
<i>Rhodofomitopsis feei</i> (Fr.) B.K. Cui, M.L. Han & Y.C. Dai, in Han, Chen, Shen, Song, Vlasák, Dai & Cui	2,53	Ocasional
<i>Fomitopsis ostreiformis</i> (Berk.) T. Hatt.	1,27	Rara
<i>Laetiporus pratigiensis</i> C.D. Santos & J. L. Bezerra	1,27	Rara
Ganodermataceae Donk		
<i>Amauroderma praetervisum</i> (Pat.) Torrend	1,27	Rara
<i>Amauroderma</i> sp.	1,27	Rara
<i>Amauroderma sprucei</i> (Pat.) Torrend	1,27	Rara
<i>Ganoderma australe</i> (Fr.) Pat.	3,80	Ocasional
<i>Ganoderma destructans</i> M.P.A. Coetzee, Marinc. & M.J. Wingf.	1,27	Rara
<i>Ganoderma gibbosum</i> (Cooke) Pat.	3,80	Ocasional
<i>Ganoderma resinaceum</i> Boud.	1,27	Rara
<i>Ganoderma multiplicatum</i> (Mont.) Pat.	1,27	Rara
<i>Ganoderma stipitatum</i> (Murrill) Murrill	1,27	Rara
<i>Ganoderma</i> sp.	2,53	Ocasional
Hymenochaetaceae Donk		
<i>Fuscoporia callimorpha</i> (Lév.) Groposo, Log.-Leite & Góes-Neto	1,27	Rara
<i>Fuscoporia torulosa</i> (Pers.) T. Wagner & M. Fisch.	1,27	Rara
<i>Fuscoporia</i> sp.	1,27	Rara
<i>Phellinus gilvus</i> (Schwein.) Pat.	10,13	Abundante
<i>Phellinus nilgheriensis</i> (Mont.) G. Cunn.	1,27	Rara
<i>Phylloporia ribis</i> (Schumach.) Ryvarden	1,27	Rara
Meruliaceae P. Karst.		
<i>Flavodon flavus</i> (Klotzsch) Ryvarden	1,27	Rara
<i>Gelatoporia dichroa</i> (Fr.) Ginns	1,27	Rara
<i>Gloeoporus pannocinctus</i> (Romell) J. Erikss.	1,27	Rara
<i>Rigidoporus lineatus</i> (Pers.) Ryvarden	6,33	Frequente
<i>Rigidoporus</i> sp.	2,53	Ocasional
Mycenaceae Roze		
<i>Panellus pusillus</i> (Pers. ex Lév.) Burds. & O.K. Mill.	2,53	Ocasional

Continua...

Continuação...

Tabela 2: Famílias e espécies de fungos poliporoides (Agaricomycetes) identificadas para a Mata Atlântica da Bahia com a frequência relativa e classe de frequência.

Família/Espécies	Frequência (%)	Classe de Frequência
Polyporaceae Fr. ex Corda		
<i>Echinochaete ruficeps</i> (Berk. & Broome) Ryvarden	1,27	Rara
<i>Fibroporia citrina</i> (Bernicchia & Ryvarden) Bernicchia & Ryvarden	2,53	Ocasional
<i>Fomes</i> sp.	1,27	Rara
<i>Funalia caperata</i> (Berk.) Zmitr. & Malysheva	11,39	Abundante
<i>Funalia floccosa</i> (Jungh.) Zmitr. & Malysheva	3,80	Ocasional
<i>Lentinus berteroi</i> Bouriquet	1,27	Rara
<i>Lenzites stereoides</i> (Fr.) Ryvarden	1,27	Rara
<i>Pycnoporus sanguineus</i> (L.) Murrill	1,27	Rara
<i>Trametes pavonia</i> (Berk.) Fr.	1,27	Rara
<i>Trametes villosa</i> (Sw.) Kreisel	3,80	Ocasional
<i>Trichaptum sector</i> (Ehrenb.) Kreisel	3,80	Ocasional
Schizophyllaceae Qué!		
<i>Schizophyllum commune</i> Fr.	1,27	Rara
Stereaceae Pilát		
<i>Stereum ostrea</i> (Blume & T. Nees) Fr.	6,33	Frequente
<i>Stereum</i> sp.	2,53	Ocasional

A similaridade entre os dois biomas usando o índice de Bray Curtis chegou a 65%, enquanto que usando o índice de Jaccard foi de 21%. DRECHSLER-SANTOS et al. (2010), estudando duas áreas de Caatinga em Pernambuco encontraram similaridades de 82,3 % e 60 % no índices de Bray Curtis e Jaccard respectivamente, índices esses altos pois se trata de duas áreas no mesmo bioma. GIBERTONI et al. (2007) estudando áreas de Mata Atlântica encontraram similaridade a partir de 40% usando o índice de Jaccard em 51 pares de reservas. Outro estudo na Mata Atlântica em floresta costeira e montana foi observado uma similaridade que variou de 14 a 58 % usando o índice de Jaccard, nesse estudos os autores chamam atenção que a vegetação de floresta montana no período seco se assemelhou a vegetação da Caatinga GIBERTONI et al. (2015). Esse último resultado encontrado se aproxima mais dos observado no presente estudo. Quanto à diversidade dos biomas, foram encontrados

um H'3.391 na Mata Atlântica e H' 3.232 na Caatinga. Drechsler-Santos et al. 2010, estudando duas áreas de Caatinga no estado de Pernambuco encontraram (H' 2,712; H'2.191). A Caatinga possui um grande potencial de diversidade de fungos poliporoides. Ao longo dos anos muitos estudos vem sendo realizados e uma expressiva quantidade de novas espécies e novos registros vem sendo encontradas nesse bioma PRADO (2005), SILVA et al. (2005), DRECHSLER-SANTOS et al. (2009, 2010, 2013, 2016), BALTAZAR et al. (2012). A diversidade maior para a Mata Atlântica observada nesse trabalho corrobora com os resultados que MAIA et al. (2015), que trazem a Mata Atlântica com maior diversidade que a Caatinga. Muitos são os trabalhos desde o início dos estudos dos fungos polipodoides no Brasil até os dias de hoje encontrando novas espécies, e novos hospedeiros na Mata Atlântica, contribuindo assim para maior conhecimento desse bioma no que diz respeito aos fungos poliporoides FIDALGO (1970), BERKELEY (1842), HENNINGS (1902, 1904a,b), PATOULLARD (1907), GIBERTONI et al. (2007), BALTAZAR et al. (2012), MAIA et al. (2015), PIRES et al. (2017).

Agradecimentos

Os autores agradecem a Zozilene N. S. Teles e Carolina Y. S. Martins, técnicas do Laboratório de Microbiologia Agrícola da UFRB, pelo apoio recebido durante a pesquisa. Eles também agradecem a professora Lidyanne Y. S. Aona, curadora do Herbário do Recôncavo da Bahia - HURB, por toda a atenção e agilidade no processamento das amostras depositadas e às agências de fomento, CAPES, CNPq e FAPESB pelo suporte financeiro.

Bibliografia

BALTAZAR, J. M.; DRECHSLER-SANTOS, E. R.; RYVARDEN, L.; CAVALCANTI M.A.Q.; GIBERTONI, T. B. Contribution to the knowledge of polypores (*Agaricomycetes*) from the Atlantic forest and Caatinga, with new records from Brazil. *Mycosphere Online - Journal of Fungal Biology*, v. 3, p. 267-280. 2012.

BALTAZAR, J. M.; GIBERTONI, T. B. A. checklist of the aphylophoroid fungi (Basidiomycota) recorded from the Brazilian Atlantic Forest. *Mycotaxon*, v. 109, p. 439-442, 2009.

BERKELEY, M.J. Notice of some fungi collected by C. Darwin Esq. in South America and the Islands of the Pacific. *Annals and Magazine of Natural History, including Zoology, Botany, and Geology* 9(60): p. 443-448, 1842.

DRECHSLER-SANTOS, E. R.; SANTOS, P. J. P.; GIBERTONI T. B.; CAVALCANTI, M. A. Q. Ecological aspects of Hymenochaetaceae in an área of Caatinga (semi-arid) in Northeast Brazil *Fungal Diversity*. v. 42, n. 1, p. 71–78, 2010.

DRECHSLER-SANTOS, E. R.; ROBLEDO, G. L.; LIMA-JÚNIOR, N. C.; MALOSSO, E.; RECK, M. A.; GIBERTONI, T. B.; CAVALCANTI, M. A. Q.; RAJCHENBERG, M. *Phellinotus*, a new neotropical genus in the Hymenochaetaeaceae (Basidiomycota, Hymenochaetales). *Phytotaxa* 261 (3): p. 218–239, 2016.

DRECHSLER-SANTOS, E. R.; CAVALCANTI, M. A. Q.; LOGUERCIO-LEITE, C.; ROBLEDO, G. L. One Neotropical *Daedalea* species: *Daedalea ryvaridenica* sp. nov. *Kurtziana* v. 37, n. 1, p. 65-72, 2012.

DRECHSLER-SANTOS, E.R.; GIBERTONI, T. B.; CAVALCANTI, M. A. Q. *Podoscypha aculeata*, a new record for the neotropics. *Mycotaxon*, v. 101, p. 69-72, 2007a.

DRECHSLER-SANTOS, E. R.; GIBERTONI, T. B.; GÓES-NETO, A.; CAVALCANTI, M. A. Q. A re-evaluation of the lignocellulolytic Agaricomycetes from the Brazilian semi-arid region. *Mycotaxon*, v. 108, p. 241-244, 2009.

DRECHSLER-SANTOS, E. R.; RYVARDEN, L.; BEZERRA J. L.; BAPTISTA, T. New records of Auriculariales, Hymenochaetales and Polyporales (Fungi: Agaricomycetes) for the Caatinga Biome. *Check List* , v.9, n. 4, p. 800–805. 2013.

DRECHSLER-SANTOS, E. R.; WARTCHOW, F.; BASEIA, I. G.; GIBERTONI, T. B.; CAVALCANTI, M. A. Q. Revision of the Herbarium URM I. Agaricomycetes from the semi-arid region of Brazil. *Mycotaxon*, v. 104, p. 9-18, 2008b.

FIDALGO, O. Adições à história da micologia brasileira I. A coleta mais antiga. *Rickia* 5: p.1-3, 1970.

FIDALGO, O.; FIDALGO, M. E. P. K. Dicionário micológico. *Rickia* Suplemento 2. Instituto de Botânica, São Paulo, 1967.

FUNDAÇÃO SOS MATA ATLÂNTICA. Relatório anual 2013. São Paulo: Fundação SOS. Pp. 67, 2013.

GIBERTONI, T. B.; SANTOS, P. J. P.; CAVALCANTI, M. A. Q. Ecological aspects of Aphylophorales in the Atlantic Rain Forest in Northeast Brazil. *Fungal Diversity* 25: p. 49–67, 2007.

GIBERTONI, T.B.; NOGUEIRA-MELO, G. S.; LIRA, C. R. S.; BALTAZAR, J. M.; SANTOS, P. J. P. Distribution of poroid fungi (Basidiomycota) in the Atlantic Rain Forest in Northeast Brazil: implications for conservation. *Biodiversity and Conservation*, p. 2227-2237, 2015.

GIULIETTI, A. M.; BOCAGE NETA, A. L.; CASTRO, A. A. J. F.; GAMARRA-ROJAS, C. F. L.; SAMPAIO, E. V. S. B.; VIRGÍNIO, J. F.; QUEIROZ, L. P.; FIGUEIREDO, M. A.; RODAL, M. J. N.; BARBOSA, M. R. V.; HARLEY, R. M. Diagnóstico da vegetação nativa do bioma Caatinga. In: SILVA, J.M.C.; TABARELLI, M.; FONSECA, M. T.; LINS, L. V. (Orgs.). Biodiversidade da Caatinga: áreas e ações prioritárias para a conservação. Brasília: Ministério do Meio Ambiente, p. 47-90, 2004.

GIULIETTI, A. M.; HARLEY, R. M.; QUEIROZ, L. P.; WANDERLEY, M. G. L.; VAN DEN BERG, C. Biodiversidade e conservação de plantas no Brasil. *Mega-diversidade*, v.1. p. 52-69, 2005.

GÓES-NETO, A.; BASEIA, I. G. Filo Basidiomycota. In: Gusmão, L.F.P., Maia, L.C. (eds.) *Diversidade e Caracterização dos Fungos do Semi-Árido Brasileiro*. Recife, Associação Plantas do Nordeste v. II, p.141-160. 2006.

GUGLIOTTA, A. M.; GIBERTONI, T. B.; DRECHSLER-SANTOS, E. R.; SILVEIRA, R. M. B.; CHIKOWSKI, R. S.; PIRES, R. M.; MONTOYA, C. A. S.; SOUZA, J. F.; PALACIO, M.; REZENDE D. H. C. Polyporales in Lista de Espécies da Flora do Brasil. Jardim Botânico do Rio de Janeiro. 2016.

HATTORI, T. Diversity of wood-inhabiting polypores in temperate forest with different vegetation types in Japan. *Fungal Diversity*, 18: p. 73 – 88, 2005.

HENNINGS, P. Fungi S. Paulenses II a cl. Puttemans collecti. *Hedwigia* 41: p. 295-311, 1902.

HENNINGS, P. Fungi fluminenses a cl. E. Ule collecti. *Hedwigia* 43: p. 78-95, 1904a.

HENNINGS, P. Fungi S. Paulenses III a cl. Puttemans collecti. *Hedwigia* 43: 197-209, 1904b.

LINDBLAD, I. Host specificity of some wood-inhabiting fungi in a tropical forest. *Mycologia* 92(3): p. 399-405, 2000.

MAIA L. C.; CARVALHO JÚNIOR A. A.; CAVALCANTI, L. H.; GUGLIOTTA A. M.; DRECHSLER-SANTOS, E. R.; SANTIAGO, A. L. M. A.; CÁCERES, M. E. S.; GIBERTONI, T. B.; APTROOT, A.; GIACHINI, A. J.; SOARES, A. M. S.; SILVA, A. C. G.; MAGNAGO, A. C.; GOTO, B. T.; LIRA, C. R. S.; MONTOYA C. A. S.; PIRES-ZOTTARELLI, C. L. A.; SILVA D. K. A.; SOARES, D. J.; REZENDE, D. H.C.; LUZ, E. D. M. N.; GUMBOSKI E. L.; WARTCHOW, F.; KARS TEDT, F.; FREIRE, F. M.; COUTINHO, F. P.; MELO, G. S. N.; SOTÃO, H. M. P.; BASEIA, I. G.; PEREIRA, J.; OLIVEIRA, J. J. S.; SOUZA, J. F.; BEZERRA, J. L.; NETA, L. S. A.; PFENNING, L. H.; GUSMÃO, L. F. P.; NEVES, M. A.;

CAPELARI, M.; JAEGER, M. C. W.; PULGARÍN, M. P.; JUNIOR, N. M.; MEDEIROS, P. S. DE; FRIEDRICH R. C. S.; CHIKOWSKI, R. S.; PIRES, R. M.; MELO, R. F.; SILVEIRA, R. M. B.; URREA-VALENCIA, S.; CORTEZ, V. G.; SILVA, V. F. Diversity of Brazilian Fungi. *Rodriguésia* v. 66(4), p. 1033-1045, 2015.

MAIA, L. C.; GIBERTONI, T. B. Fungos registrados no semi-árido nordestino. In: SAMPAIO, E. V. S. B.; GIULIETTI, A. M.; VIRGÍNIO, J.; GAMARRA-ROJAS, C. F. L. (eds.) *Vegetação e Flora da Caatinga*. Recife, Associação Plantas do Nordeste/APNE e Centro Nordestino de Informações sobre Plantas/CNIP: p. 163-176. 2002.

MOTATO-VÁSQUEZ, V.; PIRES, R. M.; GUGLIOTTA, A. M. Polypores from an Atlantic rainforest area in southeast Brazil: pileate species. *Brazilian Journal of Botany*, v.37, n. 3, p. 1 -16, 2014.

PATOUILLARD, N. Basidiomycètes nouveaux du Brésil recueillis par F. Noack. *Annales Mycologici Editi in Notitiam Scientiae Mycologicae Universalis* 5(4): p.364-366, 1907.

PIRES, R. M.; MOTATO-VÁSQUEZ, V.; WESTPHALEN, M. C.; GUGLIOTTA, A.M. Polyporales and similar poroid genera (Basidiomycota) from Parque Estadual da Serra do Mar, São Paulo State, Brazil. *Hoehnea* 44(1): p. 145-157, 2017.

PIRES, R. M., MOTATO-VÁSQUEZ, V.; GUGLIOTTA, A. M. *Fuscoporia atlantica* sp. nov., a new polypore from the Brazilian Atlantic Rainforest. *Mycotaxon*, v. 130, p. 843-855, 2015.

PRADO D. E. As Caatingas da América do Sul. In: LEAL, I. R.; TABARELLI, M.; Silva, J. M. C. (eds) *Ecologia e Conservação da Caatinga*, 2nd edn. Editora Universitária UFPE, Recife, pp 3–73, 2005.

PRADO, D. E. As Caatingas da América do Sul. Org. LEAL, I. R.; Tabarelli, M.; Silva, J. M. C. Ecologia e Conservação da Caatinga / Editores Inara R. Leal; Marcelo Tabarelli; José Maria Cardoso da. Silva. Prefacio de Marcus Luiz Barroso Barros. – Recife: Ed. Universidade da UFPE. 2003.

QUEIROZ, L. P.; RAPINI, A.; GIULIETTI, A.M. Towards Greater Knowledge of the Brazilian Semi-arid Biodiversity. Ministério da Ciência e Tecnologia, Brasília, p. 142, 2006.

RAMOS, A. B.; BRAGA, D. V. V. Caatinga, conhecer para preservar. Brasília: Departamento do Meio Ambiente, p. 306, 2005.

RYVARDEN, L. Neotropical polypores. Part 1: introduction, ganodermataceae & hymenochaetaceae. Synopsis Fungorum 19. Fungiflora, Oslo, 2004.

RYVARDEN, L. Genera of Polypores. Nomenclature and taxonomy. Synopsis Fungorum 5. Oslo, Fungiflora, p. 363, 1991.

RYVARDEN, L.; JOHANSEN, I. A. Preliminary flora of East Africa. Fungiflora: Oslo, p.636, 1980

SILVA, R. A.; SANTOS, A. M. M.; TABARELLI, M. Riqueza e Diversidade de Plantas Lenhosas em cinco Unidades de Paisagem da Caatinga. In: Leal IR, Tabarelli M, Silva JMC (eds) Ecologia e Conservação da Caatinga, 2nd edn. Editora Universitária UFPE, Recife, pp 337–365, 2005.

SEABY, R.M.; HENDERSON, P. A. Species Diversity and Richness Version 4. Pisces Conservation Ltd., Lyminster, England. 2006.

SHEPHERD, G. J. FITOPAC. Versão 2.1. Campinas, SP: Departamento de Botânica, Universidade Estadual de Campinas - UNICAMP. 2010.

SOARES, A. M. S.; SOTÃO, H. M. P.; MEDEIROS, P. S.; GIBERTONI, T. B. Riqueza de fungos poliporoides (Agaricomycetes, Basidiomycota) em uma floresta ombrófila densa no Amapá, Amazônia brasileira. Bol. Mus. Biol. Mello Leitão (N. sér.) 35: p. 5-18, 2014.

Artigo 2

FIRST RECORD OF *DAEDALEA RYVARDENIANA* DRECHSLER-SANTOS & ROBLEDO (AGARICOMYCETES, POLYPORALES, FOMITOPSIDACEAE) IN THE CAATINGA AREA OF BAHIA, BRAZIL¹.

¹Artigo publicado no periódico científico Check List

Check List Template for Note of Geographic Distribution

NGD

Santos et al. | *Daedalea ryvarдениana* in the Bahia Caatinga

**First record of *Daedalea ryvarдениana* Drechsler-Santos & Robledo
(Agaricomycetes, Polyporales, Fomitopsidaceae) in the Caatinga area of
Bahia, Brazil.**

Cristiane D. Santos^{1*}; Roberval O. Silva²; Ana C.F. Soares¹; Elisandro R. Drechsler-Santos³ and José L. Bezerra^{1,4*}

¹Universidade Federal do Recôncavo da Bahia, 710 Rui Barbosa Street, 44.380-000, Cruz das Almas, BA, Brazil

²Universidade Estadual de Feira de Santana, Transnordestina, Avenue, 44.036-900, Feira de Santana, BA, Brazil

³Universidade Federal de Santa Catarina, Trindade, 88.040-900, Florianópolis, SC, Brazil

⁴Universidade Federal de Pernambuco, 1235 Prof. Moraes Rego Ave., 50.670-901, Recife, PE, Brazil

* Corresponding authors: agrocristiane@yahoo.com.br and jlulabezerra@hotmail.com

Abstract: *Daedalea ryvarдениana* (Agaricomycetes, Polyporales, Fomitopsidaceae) is reported for the first time in the Caatinga area of Bahia. The Caatinga is a phytogeographical domain in Brazil and its diversity of polyporoid fungi is being gradually discovered through the findings of new species and new occurrences.

Key words: Polyporales, semi-arid region, xerophilic plants

INTRODUCTION

The Caatinga is a phytogeographical domain comprising mainly small thorny shrubs and trees, with microfilia and some xerophytic features as per Leal et al. (2003). According to Giulietti et al. (2004, 2005) this domain is one of

the greatest biological patrimonies in Brazil, bringing together an expressive number of rare and endemic taxa with ecological, cultural and economic importance. Drechsler-Santos et al. (2010), Gibertoni et al. (2011), Baltazar et al., (2012), Drechsler-Santos et al. (2012a, b), Neves et al. (2013), Drechsler-Santos et al. (2013), Maia et al. (2015), Drechsler-Santos et al. (2016) reported the occurrence of new polyporoid fungi taxa in some Caatinga regions. *Daedalea ryvarдениana* Drechsler-Santos & Robledo species is referred to the Cerrado (Mato Grosso) and Caatinga (Ceará, Paraíba and Pernambuco), demonstrating its good adaptation to dry areas and semi-xerophitic conditions. It occurs causing brown rot type decomposition on dead angiosperm branches (Drechsler-Santos et al. 2012a). Up to this study, 393 species for *Daedalea* are accepted in the Fungorum Index (CABI Bioscience Databases, accessed January 31. 2017).

According to Ryvarдени and Johansen (1980), *Daedalea* genus is characterized by its perennial basidiomata, effuse-reflexed or sessile pileus, smooth to velvety with zonations and concentric grooves and hymenophore with irregular pores, ranging from dedaloide to lamellar, with various shades of brown or gray; dimyctic system; absent cystidia, but with abundant skeletal hyphae that end protruding into the hymenium among the basidia; oblong to cylindrical, hyaline, smooth, non-amyloid basidiospores.

MATERIAL AND METHODS

The collections were carried out in 2014 at Sete Passagens State Park, municipality of Miguel Calmon, in Caatinga area. The basidiomata were collected on a tree trunk lying on the ground (*D. ryvarдениana*). Samples were taken to

Agricultural Microbiology Laboratory at Universidade Federal do Recôncavo da Bahia. Macroscopic analysis consisted on the observation of basidiomata color, size and shape, and also of pore number per mm in the hymenophore and reaction with KOH 3%. Microscopic characterization was performed by means of free hand sections of basidioma fragments and subsequent mounting on slides with 1% floxin + 3% KOH; 3% KOH; and Melzer reagent for the verification of dextrinoid and amyloid reactions. Photomicrographs were obtained under an optical microscope Leica[®] DM750 and photographed using a Leica[®] ICC50HD camera. Identification and morphological classification were done by consulting the specialized literature (Ryvarden and Johansen 1980, Drechsler-Santos et al 2012).

IDENTIFICATION

Taxonomy

Daedalea ryvardeniana Drechsler-Santos & Robledo, Kurtziana 37 (1): 66 (2012)

Fig. 2. A–F

KNOWN DISTRIBUTION: Caatinga areas in Bahia (present study), Ceará, Paraíba and Pernambuco, and Cerrado areas in Mato Grosso (Drechsler-Santos et al. 2012) (Fig. 1).

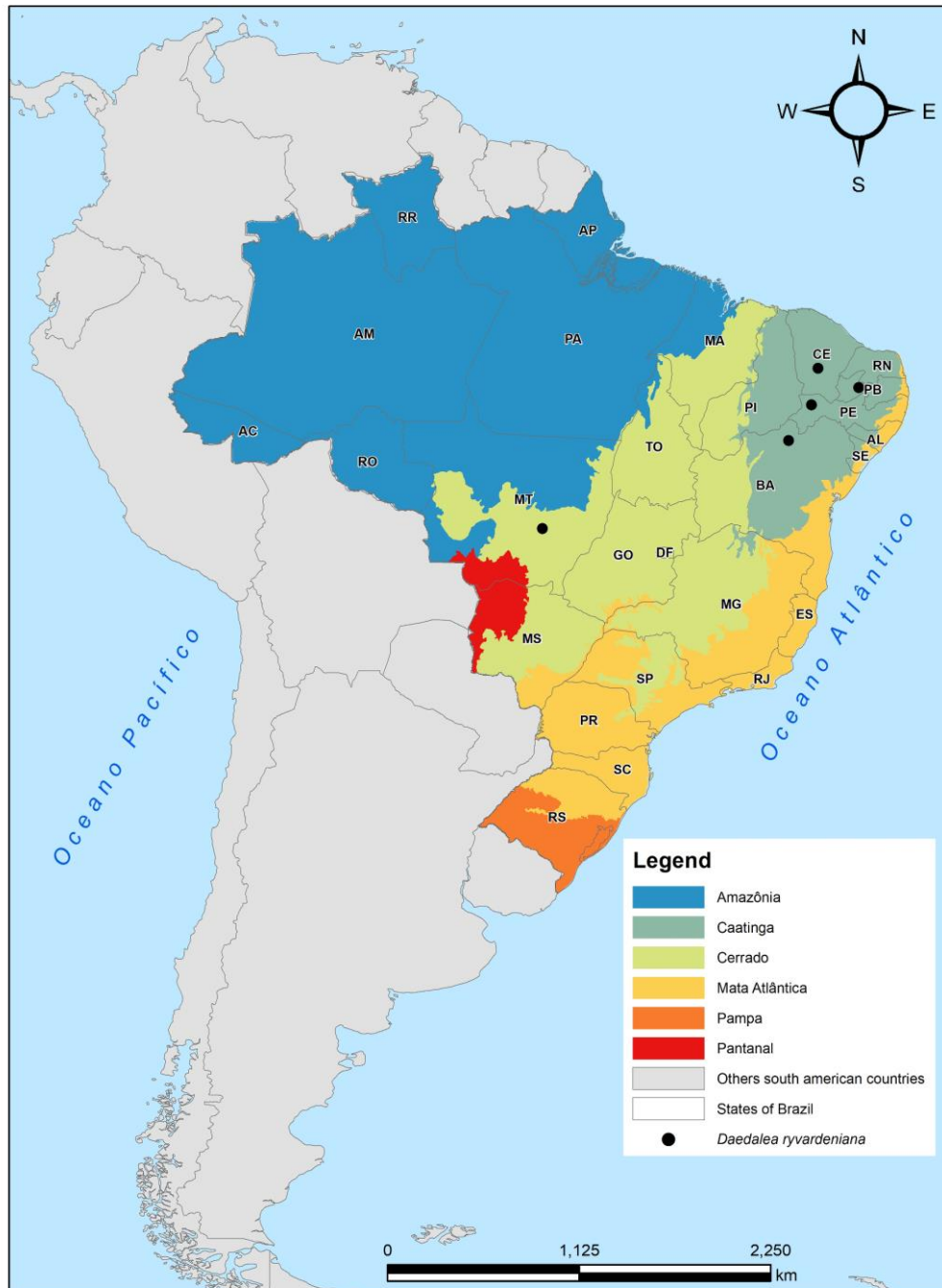


Fig.1. *Daedalea rywardeniana* species' distribution map in Caatinga and Brazilian Cerrado.

EXAMINED MATERIAL: Brazil.Bahia: Miguel Calmon (11°23'52.43"S 40°33'01.21" W), Sete Passagens State Park, 14.X.2015, C.D. Santos CD00028 (HURB 9092).

COMMENTS: The specimen of *Daedalea ryvarдениana* studied morphologically corresponds to the original description of Drechsler-Santos & Robledo (2012), with annual basidiomata, effuse-reflexed, slender, 0.3–1.5 cm thick, semicircular to labeliformed and imbricated pileus, reacting in contact with KOH, becoming dark; homogeneous context with 0.7 of thickness. Hymenophore with angular to irregular-dedaloid pores, 1–5 / mm, differing from the number of pores per millimeter (1–3 / mm) reported by Drechsler-Santos & Robledo's (2012) description. The hyphal-dimitic system with generative, clamped, thick walled, irregular hyphae showing undulating winding lumen; basidiomata presenting skeletal hyphae, with the basal portion, more or less winding, geniculate and the apical portion usually with 1–3 short branches. Cystids absent. Basidia clavate, 15–23 × 5–8 μm. Basidiospores (5–6 × 2–3 μm) smaller than those referred to in the original diagnosis (7.5–11.0 × 2.5–3.5 μm), ellipsoidal, smooth, hyaline, with a distinct ventral concavity on the apical side, conical apex and thin walls, KOH- and IKI-.

DISCUSSION

The traditional concept of the genus *Daedalea* needs to be reevaluated as pointed by Drechsler-Santos et al. (2012) to accommodate species with dimitic hyphal system, like *D. aethalodes* (Mont.) Rajchenb, *D. stereoides* Fr. and *D. ryvarдениca*. The integration of morphology, DNA sequence and biological features, as proposed by Rajchenberg (2011), will bring more light to understand the phylogeny of these species. The studied material was found on fallen trunks at a moderate decomposition stage. Drechsler-Santos et al. (2012) found this same species on dead branches of angiosperms, under the same conditions,

showing brown rot. The geographical distribution of *D. ryvarдениана* species in Caatinga domain is presently amplified.

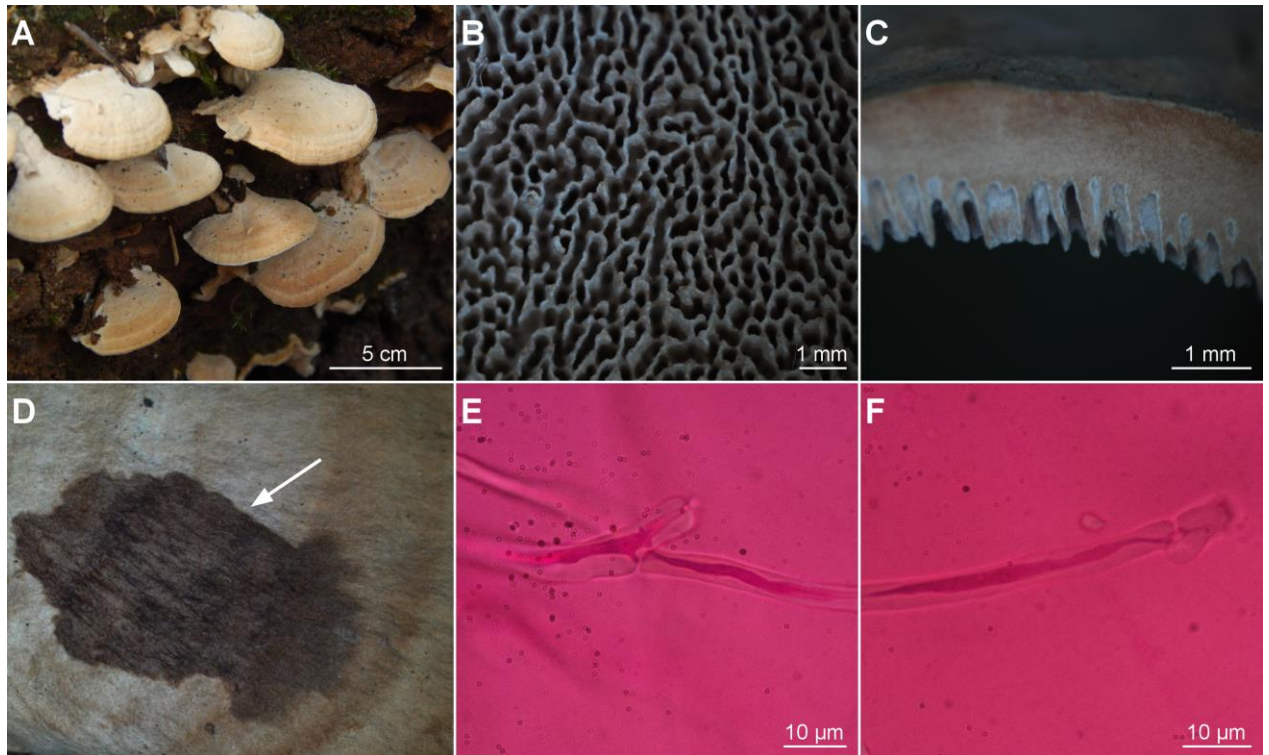


Fig 2. A–F: *Daedalea ryvarдениана* (HURB 9092). (A) Basidiomas on substrate in the field; (B) Detail of pore surface; (C) Section showing context and tube layer; (D) Positive reaction with KOH on the surface of the pileus (arrow); (E–F) Generative hyphae with unevenly thickened walls.

ACKNOWLEDGEMENTS

The authors thank Zozilene N. S. Teles and Carolina Y. S. Martins for techniques from the Agricultural Microbiology Laboratory of UFRB for all the support received during the research. They are also grateful to professor Lidyanne Y. S. Aona, curator of the Recôncavo da Bahia Herbarium - HURB, for all the attention and agility in processing the deposited samples, CAPES, CNPq and FAPESB for financial support.

LITERATURE CITED

Baltazar, J.M., E.R. Drechsler-Santos, L. Ryvarde, M.A.Q. Cavalcanti and T.B. Gibertoni. 2012. Contribution to the knowledge of polypores (Agaricomycetes) from the Atlantic Forest and Caatinga, with new records from Brazil. *Mycosphere* 3(3): 267–280. doi <http://dx.doi.org/10.5943/mycosphere/3/3/1>

Drechsler-Santos, E.R., G.L. Robledo, N.C. Lima Júnior, E. Malosso, M.A. Reck, T. B. Gibertoni, M.A.Q. Cavalcanti and M. Rajchenberg. 2016. *Phellinus*, a new neotropical genus in the Hymenochaetaceae (Basidiomycota, Hymenochaetales). *Phytotaxa* 261 (3): 218–239. doi:<http://dx.doi.org/10.11646/phytotaxa.261.3.2>

Drechsler-Santos, E.R., L. Ryvarde, J.L. Bezerra and T. Baptista. 2013. New records of Auriculariales, Hymenochaetales and Polyporales (Fungi: Agaricomycetes) for the Caatinga Biome. *Check List* 9(4): 800–805. doi:<http://dx.doi.org/10.15560/9.4.800>

Drechsler-Santos, E.R., M.A.Q. Cavalcanti, C. Loguercio-Leite and G.L. Robledo. 2012a. One Neotropical *Daedalea* species: *Daedalea ryvardeana* sp. nov. *Kurtziana* 37(1): 65–72. http://www.scielo.org.ar/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1852-59622012000100006&lng=es&nrm=iso&tlng=en

Drechsler-Santos, E.R., F. Wartchow, V.R.M. Coimbra, T.B. Gibertoni and M.A.Q. Cavalcanti. 2012b. Studies on lentinoid fungi (*Lentinus* and *Panus*) from the semi-arid region of Brazil. *The Journal of the Torrey Botanical Society* 139: 437–446. doi:<http://dx.doi.org/10.3159/TORREY-D-12-00019.1>

Drechsler-Santos, E.R., P.J.P. Santos, T.B. Gibertoni and M.A.Q. Cavalcanti. 2010. Ecological aspects of Hymenochaetaceae in an area of Caatinga (semi-arid) in Northeast Brazil. *Fungal Diversity* 42(1): 71–78. Doi:<http://dx.doi.org/10.1007/s13225-010-0021-9>

Gibertoni, T.B., E.R. Drechsler-Santos, J.M. Baltazar, A.C. Gomes-Silva, G.S. Nogueira-Melo, L. Ryvarde and M.A.Q. Cavalcanti. 2011. The genus *Trichaptum* (Agaricomycetes, Basidiomycota) in Brazil. *Nova Hedwigia* 93(1–2): 85–86. doi: <http://dx.doi.org/10.1127/0029-5035/2011/0093-0085>

Giulietti, A.M., R.M. Harley, L.P. Queiroz, M.G.L. Wanderley and C. Van Den Berg. 2005. Biodiversidade e conservação de plantas no Brasil. *Megadiversidade* 152–69. <http://www.conservation.org/global/brasil/publicacoes/Pages/revista-megadiversidade.aspx>

Giulietti, A.M., A.L. Bocage-Neta, A.A.J.F. Castro, C.F.L. Gamarra-Rojas, E.V.S.B. Sampaio, J.F. Virgínio, L.P. Queiroz, M.A. Figueiredo, M.J.N. Rodal, M.R.V. Barbosa and R.M. Harley. 2004. Diagnóstico da vegetação nativa do bioma Caatinga. In: Silva, J.M.C., Tabarelli, M., Fonseca, M. T. e Lins, L. V.

(Orgs.). Biodiversidade da Caatinga: áreas e ações prioritárias para a conservação. Brasília: Ministério do Meio Ambiente, pp. 47–90.

Index Fungorum. Accessed at <http://www.indexfungorum.org/names/Names.asp>, 27 July 2017.

Leal, I.R., M. Tabarelli and J.M.C. Silva. 2003. Ecologia e conservação da caatinga. Recife. p. 822.

Maia, L.C., A.A. Carvalho, L.H. Júnior Cavalcanti, A.M. Gugliotta, E.R. Drechsler-Santos, A.L.M.A. Santiago, M.E.S. Cáceres, T.B. Gibertoni, A. Aptroot, A.J. Giachini, A.M.S. Soares, A.C.G. Silva, A.C. Magnago, B.T. Goto, C.R.S. Lira, C.A.S. Montoya, C.L.A. Pires-Zottarelli, D.K.A. Silva, D.J. Soares, D.H.C. Rezende, E.D.M.N. LUZ, E.L. Gumboski, F. Wartchow, F. Karstedt, F.M. Freire, F.P. Coutinho, G.S.N. Melo, H.M.P. Sotão, I.G. Baseia, J. Pereira, J.J.S. Oliveira, J.F. Souza, J.L. Bezerra, L.S.A. Neta, L.H. Pfenning, L.F.P. Gusmão, M.A. Neves, M. Capelari, M.C.W. Jaeger, M.P. Pulgarín, N.M. Junior, P.S.D.E. Medeiros, R.C.S. Friedrich, R.S. Chikowski, R.M. Pires, R.F. Melo, R.M.B. Silveira, S. Urrea-Valencia, V.G. Cortez and V.F. Silva. 2015. Diversity of Brazilian Fungi. *Rodriguésia* 66(4): 1033-1045. doi: <http://dx.doi.org/10.1590/2175-7860201566407>

Neves, M.A., I.G. Baseia, E.R. Drechsler-Santos and A. Góes-Neto. 2013. Guide to the common fungi of the semiarid region of Brazil. TECC Editora, Florianópolis. 142p.

Rajchenberg M. 2011. Nuclear behavior of the mycelium and the phylogeny of Polypores (Basidiomycota). *Mycologia* 103(4): 677-702 doi: <http://dx.doi.org/10.1071/SB11003>

Ryvarden L. and I. Johansen. 1980. A preliminary polypore flora of East Africa. *Synopsis Fungorum, Fungiflora*, Oslo, pp. 304–324.

Author contributions: CDS and ROS collected the material, CDS, ROS and

ACFS wrote the text and CDS, ERDS and JLB identified the species.

Received:

Accepted:

Section Editor:

Artigo 3

NOVA ESPÉCIE DO GÊNERO *LAETIPORUS* (POLYPORALES, LAETIPO- RACEAE) NA BAHIA, BRASIL¹.

¹Artigo a ser ajustado para submissão ao Comitê Editorial do periódico científico: IMA Fungus em versão na língua inglesa.

Nova espécie do gênero *Laetiporus* (Polyporales, Laetiporaceae) na Bahia, Brasil.

Cristiane Duarte dos Santos¹, Eliane Leal Candeias¹, Julielton Silva Santos¹, Jackeline Pereira Andrade², Phillippe Arthur Santos Marbach¹, Guilhermina Marques⁴ e José Luiz Bezerra^{1,3*}.

¹Universidade Federal do Recôncavo da Bahia, Rua Rui Barbosa, 710, 44.380-000, Cruz das Almas, Bahia, Brasil.

²Universidade Estadual de Feira de Santana, Avenida Transnordestina, s/n, 44.036-900, Feira de Santana, Bahia, Brasil.

^{1,3}Universidade Federal de Pernambuco, Av. Prof. Moraes Rego, 1235, 50.670-901, Recife, Pernambuco, Brasil.

⁴Universidade de Trás-os-Montes e Alto Douro, 5000-811, Vila Real, Portugal.

*Autor para correspondência. E-mail jlulabezerra@hotmail.com

RESUMO:

As espécies do gênero *Laetiporus* são encontradas desde florestas boreais a florestas tropicais em troncos de árvores vivas ou mortas, causando podridão parda no lenho. Os espécimes estudados neste trabalho foram coletados em árvore viva numa área de Mata Atlântica na região do baixo sul da Bahia, Brasil. Para as análises microscópica foram realizados cortes à mão livre dos basidiomas e montagem em lâminas com: floxina 1% + KOH 3%; KOH 3%; e Melzer, este último para verificação das reações dextrinoide e amiloide. As análises moleculares foram realizadas utilizando a região ITS com os *primers* ITS1 e ITS4. A combinação de dados micromorfológicos e sequências de ITS de *Laetiporus pratigiensis* sp. nov. mostrou-se diferente das demais espécies do gênero *Laetiporus* descritas.

Palavras-chave: *Laetiporus pratigiensis*, Mata Atlântica, Basidiomiceto, filogenia.

ABSTRACT:

Species of the genus *Laetiporus* are found from boreal forests to tropical forests in trunks of live or dead trees, causing brown rot in the wood. The specimens studied in this study were collected in a live tree in an area of Atlantic Forest in the lower south region of Bahia, Brazil. For the microscopic analyzes, freehand cuts of the basidiomas were performed and slides were assembled with: 1% floxin + 3% KOH; KOH 3%; and Melzer, the latter for the verification of dextrinoid and amyloid reactions. Molecular analyzes were performed using the ITS region with primers ITS1 and ITS4. The combination of micromorphological data and ITS sequences from *Laetiporus pratigiensis* sp. nov. showed to be different from the other species of the genus *Laetiporus* described.

Key words: *Laetiporus pratigiensis*, Atlantic Forest, Basidiomycete, phylogeny.

INTRODUÇÃO

O gênero *Laetiporus* Murrill foi descrito pela primeira vez em 1904 por Murrill e abrange espécies poroides, cosmopolitas, encontradas tanto no hemisfério norte como no hemisfério sul. As espécies desse gênero habitam preferencialmente troncos de árvores vivas ou mortas, causando podridão parda, sendo algumas espécies consideradas importantes patógenos florestais MURRILL (1904), DAI et al. (2007), GILBERTSON e RYVARDEN (1986), NÚÑEZ e RYVARDEN (2001), RYVARDEN e GILBERTSON (1993), RYVARDEN e JOHANSEN (1980), BANIK et al. (2012), SONG et al. (2014). *Laetiporus sulphureus* (Bull.:Fr.) Murrill, espécie tipo do gênero, possui basidiocarpos anuais, sésseis a estipitados, de coloração amarela a alaranjada, de contexto carnudo e macio. Suas hifas são simples e septadas, dimíticas formadas por hifas generativas e de ligação. Os basidiósporos são hialinos GILBERTSON e RYVARDEN (1986), RYVARDEN e GILBERTSON (1993). Muitos autores afirmam que este táxon corresponde a um complexo de espécies denominado *L. sulphureus* s. lat., pois as características morfológicas dos basidiocarpos e basidiósporos variam entre espécimes procedentes de locais geográficos diferentes RYVARDEN e JOHANSEN (1980), BANIK et al. (1998) BURDSALL e BANIK (2001), OTA et al. (2009), TOMŠOVSKÝ e JANKOVSKY (2008). Existem 36 espécies aceitas neste gênero (Index Fungorum, 2017). No Brasil foram referidas as seguintes espécies: *L. persicinus* (Berk & M. A. Curtis) Gilb., nos estados do Amapá, Pará, Paraná, Pernambuco, Santa Catarina e São Paulo; *L. sulphureus*, nos estados da Bahia, Paraná, Pernambuco, Rio Grande do Sul, Santa Catarina e São Paulo GUGLIOTTA et al. (2015) *L. gilbertsonii* Burds. e *L. squa-*

lidus Pires, Motato-Vásquez; Gugliotta, ambos no estado de São Paulo PIRES et al. (2016). O objetivo desse trabalho foi descrever uma nova espécie de *Laetiporus* e inferir sobre sua relação filogenética com outras espécies do gênero.

MATERIAL E MÉTODOS

Coleta e identificação morfológica

Foram realizadas duas coletas em 2014 na reserva APA do Pratigi, município de Ibirapitanga (13°54'11.04"S 39°27'58.52"O), no estado da Bahia, em área de floresta pluvial Montana da Mata Atlântica. Os basidiomas foram coletados em árvore viva de espécie indeterminada. As amostras foram levadas para o laboratório de Microbiologia Agrícola da Universidade Federal do Recôncavo da Bahia e as análises macroscópicas consistiram na observação da cor, sabor, forma e tamanho dos basidiomas, sendo observadas as quantidades de poros por mm no himenóforo e a reação do contexto ao KOH 3%. A caracterização microscópica foi realizada por meio de cortes a mão livre de fragmentos dos basidiomas e subsequente montagem em lâminas com floxina 1% + KOH 3%; KOH 3%; e reagente de Melzer para verificação das reações dextrinoide e amiloide. O isolamento em culturas puras foi obtido plaqueando fragmentos da parte interna do contexto em placas de Petri contendo meio BDA. As fotomicografias foram obtidas em um microscópio ótico (Leica® DM750) e fotografadas usando câmera Leica® ICC50HD. Os desenhos foram realizados com câmera lúcida, copiados em tinta nanquim e digitalizados. A classificação morfológica foi feita mediante consulta à literatura especializada.

Extração de DNA, Seqüenciamento e Análise Filogenético

Foi feito o isolamento direto do basidioma novo de *L. pratigiensis* em BDA e colocado para crescer durante 8 dias a 28 C. O micélio foi coletado e o DNA foi extraído de acordo com DOYLE e DOYLE (1990). A região de gene estudada foi (ITS) com os primers ITS1 e ITS4 WHITE et al. (1990). As reações de PCR foram realizadas em um volume de reação de 25 µL que continha 25 ng de DNA modelo, 2,5 µL de tampão (10x); 2,0 µL de dNTP (2,5 mM); 1,0 µL de cada iniciador (10 pmol / µL); 2,0 µL de MgCl₂ (25 mM), 0,2 µL de Taq polimerase (5 U / µL) e completou-se com água ultrapura. As condições de PCR foram à desnaturação inicial de 94 °C durante 3 min, seguido de 40 ciclos de 94 °C por 45s, 56 °C durante 1 min e 72°C durante 1 min e com uma extensão final de 68 °C por 10 min. Os produtos de PCR foram sequenciados em um ABI Prism 310 DNA Sequencer (Applied Biosystems), utilizando os mesmos iniciadores anteriormente descritos. A seqüência ITS obtida foi editada no software Sequencher 4.1 (Gene Codes, Madison, WI, U.S.A.) e comparada com as seqüências depositadas no banco de dados NCBI, usando o algoritmo da Ferramenta de Pesquisa de Alinhamento Local Básico (BLASTn) ALTSCHUL (1990). As seqüências com até 90% de identidade com a seqüência ITS das espécies descritas neste trabalho foram recuperadas na pesquisa BLASTn para análises filogenéticas posteriores. O alinhamento múltiplo das seqüências ITS foi realizado no servidor Guidance PENN et al. (2010) e editado manualmente no programa MEGA 7 TAMURA et al. (2013). As árvores filogenéticas foram geradas no mesmo programa usando o método de máxima probabilidade e o modelo de parâmetro Kimura2 (+ G). A confiabilidade dos ramos foi avaliada pela análise bootstrap com 1000 repetições.

RESULTADOS

Analises Filogenética

Foram recuperadas 143 seqüências de ITS do BLASTn com identidade acima de 90 % com a seqüência da espécie descrita nesse trabalho para gerar

a árvore filogenética. Dessa árvore, foi selecionada apenas a espécie que ficou no mesmo clado de *L. pratigiensis* e as espécies dos clados mais próximos para gerar uma nova árvore (Figura 1). A sequência de ITS de *L. pratigiensis* foi 100, 95 e 93 % idêntica as sequências depositadas no banco de dados do NCBI de *Laetiporus* sp. Robledo, *L. sp.* Munez e *Laetiporus caribensis* Banik & D.L. Lindner respectivamente. A árvore filogenética mostrou 99% de bootstrap para o clado contendo *L. pratigiensis* e *L. sp.* Robledo (Figura 1). Esses dados indicam que *L. pratigiensis* é filogeneticamente relacionada com *L. sp.* Robledo, mas esta última ainda não foi descrita.

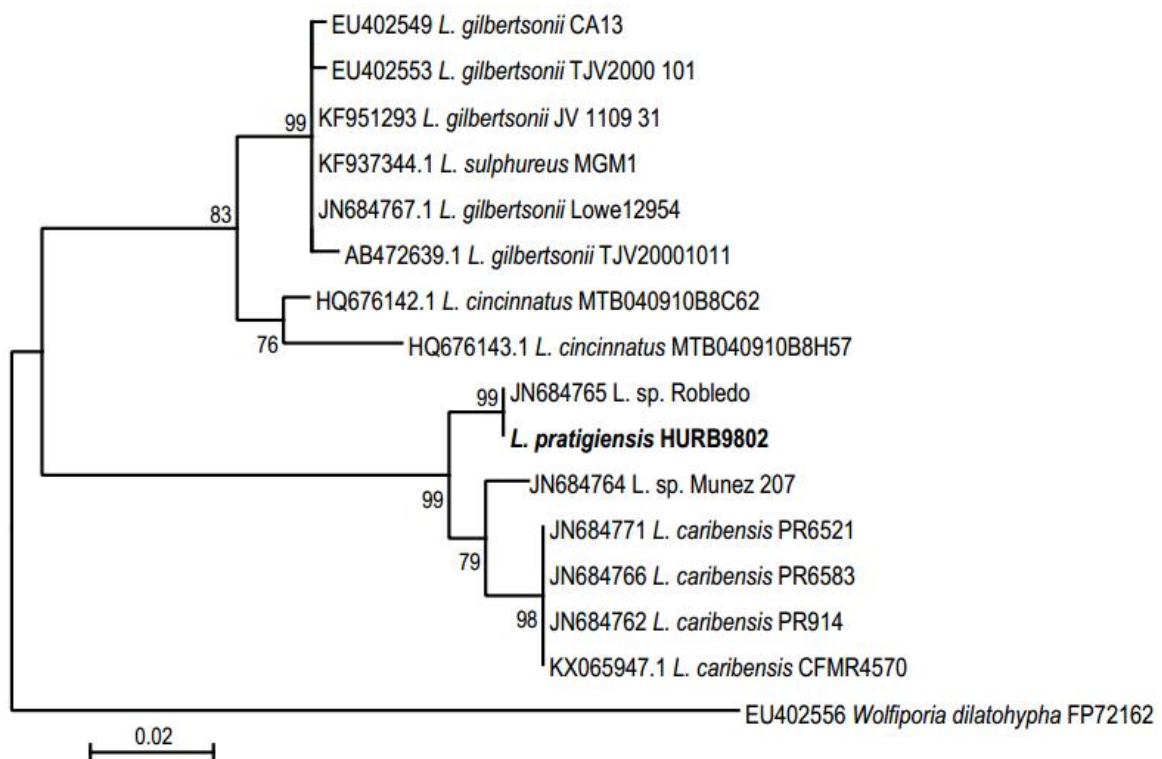


Figura. 1. Árvore filogenética foi construída com o método de máxima probabilidade com sequências de ITS de *Laetiporus*. A árvore foi gerada com 522 bp-alinhados nucleotídeos do isolado utilizado neste estudo e outras sequências do banco de dados NCBI. A análise filogenética foi realizada com o modelo de substituição de K2 + G e 1000 reavivações de bootstrap. Os números acima dos ramos indicam o suporte ao bootstrap e a árvore foi enraizada com sequências de *Wolfiporia dilatohypha* FP72162. A escala representa o número de substituições esperadas por site.

Taxonomy

Laetiporus pratigiensis C.D. Santos & J. L. Bezerra sp. nov. Figs. 1-2

Basidioma anual séssil, imbricado, carnudo e succulento quando fresco, superfície do píleo tomentosa de coloração laranja forte, himenóforo regular, angular, de coloração creme a amarelo alaranjado, com 5-7 poros por mm, dissepimento fino e velutino; basidioma quando seco, macio e de coloração creme. Sistema hifal dimítico, com hifas generativas septadas e hifas esqueléticas; reação negativa a KOH e a Melzer. Basidiósporos abundante, ovoides para elipsoide, hialinos, lisos, geralmente com um gutula grande central, com reação negativa a Melzer, 2,0-4,0 x 2,0-3,0 μm .

Mycobank: MB822241

Tipo: BRAZIL. **Bahia**: Apa do Pratigi; Área de Proteção Ambiental, (13°54'11.04"S 39°27'58.52"O), Duarte-Santos CDS00141, 14-IV-2014. Espécie Holótipo (HURB9802).

Etimologia: Em referência ao local de coleta, Serra do Pratigi.

Basidiomas anuais, sésseis, dimidiados, imbricados, dimensões 30 x 18 cm, carnudos e succulentos quando frescos, de coloração creme e quebradiços quando secos; superfície do píleo tomentosa, de coloração laranja forte, zonada concentricamente, tuberculada; contexto mole, não reagindo ao KOH, quebradiço, amarelado, de cor mais escura próximo ao ponto de inserção ao substrato; superfície do himenóforo de coloração creme a amarela alaranjada, com poros circulares a angulares, 5-7 por mm.; dissepimento grosso e inteiro. Odor e sabor agradáveis. **Sistema hifal** da trama dimítico, não amiloide com hifas generativas paralelas, septadas, hialinas, sem grampos de conexão e hifas esqueléticas subparalelas, raramente septadas, ramificadas em ângulo reto, sem grampos de conexão. **Basídios** clavados, hialinos, de paredes delgadas, com dois esterígmas. **Basidiósporos** abundantes, ovoides a elipsoides, hialinos, lisos, geralmente com uma gútula grande central, não amiloides, 2,0-4,0 x 2,0-3,0 μm .

Chave para espécies de *Laetiporus* do Brasil

- 1a. Basidioma geralmente em alguns tons de castanho a castanho escuro2
- 2a. Basidioma efuso-reflexo, superfície superior creme a castanho pálido, basidiosporos elipsoide a amplamente elipsoide, (5.0–) 6.5–7.0 x 4.0–5.0µm *L. squalidus*
- 2b. Basidioma sésseis a estipitado, superfície superior castanho a castanho escuro, basidiosporos amplamente ovoide, 6.5–8.0 x 4.0–5.0 µm..... *L. persicinus*
- 1b. Basidioma de cor brilhante, geralmente laranja, rosa ou amarelo.....3
- 3a Basidioma creme a amarelo alaranjado, com poros circulares a angulares, 5-7 por mm, basidiosporos ovoides a elipsoides com uma grande gutula central, 2.0–4.0 x 2.0–3.0µm..... *L. pratigiensis***
- 3b. Basidioma amarelo a laranja pálido, poros 5-7 por mm, basidiosporos 5.0–5.5 x 4.0–5.0µm..... *L. gilbertsonii*
- 3c. Basidioma salmão a laranja, poros 2-4 por mm, basidiosporos ligeiramente mais estreitos 5.5–7.0 x (3.5–) 4.0–5.0 µm *L. sulphureus*

Ecologia e distribuição: Crescendo em planta arbórea viva não identificada.

Espécie até o presente momento, conhecida apenas na Serra do Pratigi, estado da Bahia.

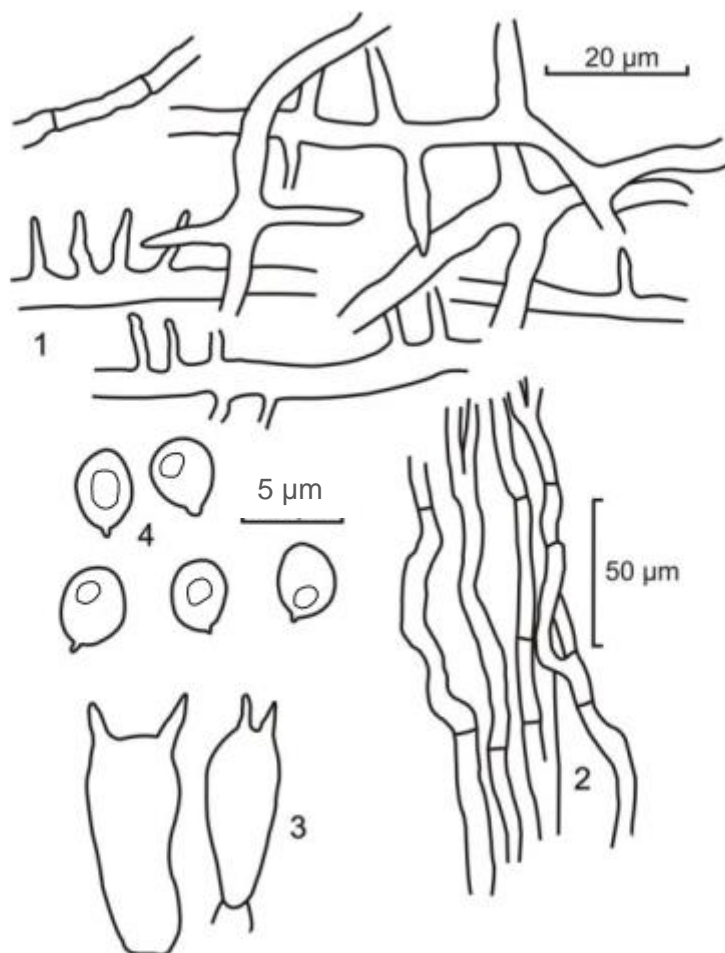


Figura 2: *Laetiporus pratigiensis* (HURB 9802): (1) hifas esqueléticas; (2) hifas generativas da trama; (3) Basídios e (4) Basidiósporos.

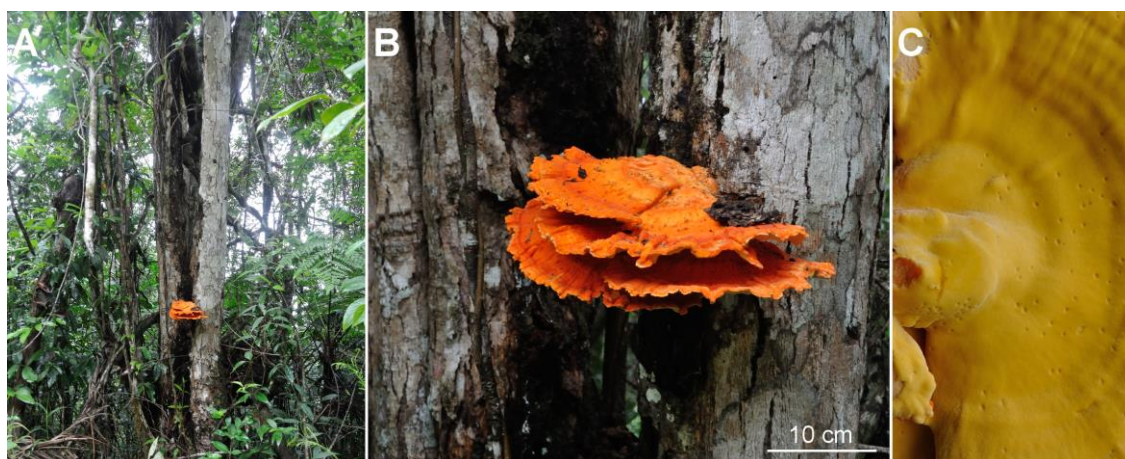


Figura 3: *Laetiporus pratigiensis* (Holotipo 9802). (A) Planta onde foi encontrado o basidioma; (B e C) Basidioma fresco mostrando a coloração laranja forte do píleo e amarelo-alaranjado do himenóforo.

DISCUSSÃO

O gênero *Laetiporus* é um fungo cosmopolita, encontrado em várias regiões do mundo sendo conhecido como sapróbio em madeira morta e como parasita de plantas arbóreas GILBERTSON e RYVARDEN (1986), RYVARDEN e GILBERTSON (1993), NUÑEZ e RYVARDEN (2001), DAI et al. (2007). A espécie descrita neste trabalho foi encontrada em planta viva sem sintomas de doença. Segundo BURDSALL e BANIK (2001) e OTA et al. (2009) *Laetiporus sulphureus* é um complexo de espécies que possuem características morfológicas e ecológicas distinguíveis. A combinação de dados micromorfológicos e sequências de ITS mostrou que o material estudado difere das demais espécies do gênero *Laetiporus* descritas. A nova espécie proposta é caracterizada pelos seus basidiosporos menores (2,0-4,0 x 2,0-3,0 μm) que os das outras espécies do gênero (Tabela 1). Macroscopicamente *L. pratigiensis* se encaixa no complexo *Laetiporus sulphureus* s. lat diferenciando-se fortemente pelo pequeno tamanho dos seus basidiósporos. Os dados moleculares mostram que a táxon mais próximo de *L. pratigiensis* seria uma espécie (JN684765) não descrita BANIK et al. (2012), SONG et al. (2014). No Brasil foram registradas as espécies *Laetiporus persicinus* (Berk. & M.A. Curtis) Gilb., *L. sulphureus*, *L. gilbertsonii* Burds e *L. squalidus*, diferentes molecularmente e em algumas características morfológicas GUGLIOTTA et al. (2015), PIRES et al. (2016) da espécie em estudo.

Tabela 1. Características morfológicas e distribuição geográfica de espécies de *Laetiporus*.

Espécies	Cor do píleo	Cor do himenóforo	Poros	Basidiósporos	Distribuição	Referências
<i>L. ailaoshanensis</i>	amarelo alaranjado a laranja avermelhado laranja/ laranja	creme a castanho amarelado	3-5/mm	5.0–6.2 X 4.0–5.0 µm, ovoide a elipsóide	Áreas subtropicais do Sudoeste da China	Song et al., 2014
<i>L. caribensis</i>	pálido mudando para laranja pálido/amarelo	Amarelo limão	4-5/mm	4.0–4.5 X 2.7–3.6 µm, elipsoide	Tropical zones of the Caribbean basin and Central America	Banik et al. 2012
<i>L. conifericola</i>	laranja brilhante a laranja salmão	amarelo limão a amarelo brilhante cremoso	2-4/mm	6.5–8.0 X 4.0–5.0 µm, ovoide a elipsóide	América do Norte ocidental da Califórnia ao Alasca	Burdsall and Banik 2001
<i>L. cremeiporus</i>	laranja claro a laranja avermelhado	Branco amarelado a creme	2-4/mm	5.6–7.0 X 3.9–4.7 µm, ovoide	Áreas temperadas a áreas boreais do leste da Ásia	Ota et al. 2009
<i>L. discolor</i>	esbranquiçado	oliva escura a branca, laranja pálida ou rosa	4-7/mm	4.2–6.0 x 3.0–4.2 µm ovoide a elipsóide	Malasia, Indonésia	Ota et al. 2009
<i>L. gilbertsonii</i>	salmão pálido a laranja ou laranja rosada pálido para marron brozeado quando mais velho	Amarelo limão a pálido (Oeste USA) ou branco (Sudoeste dos USA)	2-4/mm	5.0–6.5 X 3.5–4.5 µm, amplamente ovoide	América do Norte, América Central e do Sul	Burdsall and Banik 2001; Vasaitis et al. 2009; Banik et al. 2012
<i>L. huroniensis</i>	laranja brilhante	amarelo limão a amarelo cremoso brilhante	2-4/mm	5.0–7.0 X 4.2–5.0 µm, amplamente ovoide	Áreas do Leste da América do Norte e dos Grandes Lagos	Burdsall and Banik 2001

Continua...

Tabela 1. Continuação

Species	Pileal surfasse	Pore surfasse	Pores	Basidiospores	Distribution	References
<i>L. montanus</i>	laranja claro a laranja avermelhado	branco a amarelo pálido	1-4/mm	6.0–8.0 X 4.0–5.5 µm, ovoide a elipsóide	Zonas boreais no Nordeste da China e nas áreas de montanha do Japão e Europa Central	Tomsovsky and Jankovsky 2008; Ota et al. 2009
<i>L. persicinus</i>	castanho claro a escuro	bronzado cremoso	3-4/mm	6.5-8.0x 4.0-5.0 µm, amplamente ovoide	Sudoeste dos Estados Unidos e Porto Rico	Burdsall and Banik 2001
<i>L. pratigiensis</i>	laranja intenso	amarelo alaranjado	5-7/mm	2,0-4,0 X 2,0-3,0 µm, ovoide e elipsóide	Serra do Pratigi, Ibirapitanga-BA, Brasil	present study
<i>L. squalidus</i>	amarelo a castanho claro	creme a branco	3-5/mm	(5.0–) 6.5–7.0 X 4.0–5.0 µm, elipsóide a amplamente elipsoide	Exclusiva da Floresta Atlântica tropical brasileira, estado de São Paulo	Pires et al., 2016
<i>L. sulphureus</i>	salmão brilhante a laranja	amarelo de limão a amarelo cremoso brilhante	2-4/mm	5.0–6.8 X 4.0–5.0 µm, ovoide a elipsóide	América do Norte, Europa e América do Sul	Burdsall and Banik 2001
<i>L. zonatus</i>	branco a crème e castanho amarelado na base	branco a creme	2-5/mm	5.8–7.2 X 4.3–5.5 µm, elipsóide a piriforme ou em forma de gota	Montanhas altas de áreas temperadas do Sudoeste China	Song et al., 2014

AGRADECIMENTOS

Os autores agradecem as técnicas Zozilene N. S. Teles e Carolina Y. S. Martins do Laboratório de Microbiologia Agrícola da UFRB por todo o apoio recebido durante a pesquisa, à professora Lidyanne Y. S. Aona, curadora do Recôncavo da Bahia Herbarário - HURB, por toda a atenção e agilidade no processamento de amostras depositadas, CAPES, CNPq e FAPESB pelo suporte financeiro e todos os responsáveis da APA do Pratigi Ecopolo I pelo acolhimento receptivo e disponibilidade para pesquisas em suas áreas de preservação ambiental.

REFERÊNCIAS

- ALTSCHUL, S. F.; GISH, W.; MILLER, W.; MYERS E. W.; LIPMAN, D. J. Basic local alignment search tool. *J. Mol Biol.* v.215, n.3, p. 403-10, 1990.
- BANIK, M. T.; BURDSALL JR, H. H.; VOLK, T. J. Identifcation of groups within *Laetiporus sulphureus* in the United States based on RFLP analysis of the nuclear ribosomal DNA. *Folia Cryptog Estonica* 33: p. 9-14,1998.
- BANIK, M. T.; LINDNER, D. L.; ORTIZ-SANTANA B., LODGE, D. J. A new species of *Laetiporus* (Basidiomycota, Polyporales) from the Caribbean basin. *Kurtziana* 37 (1): p. 15-21,2012.
- BURDSALL JR, H. H.; BANIK, M. T. The genus *Laetiporus* in North America. *Harvard Pap Bot* 6: p. 43–55, 2001.
- DAI, Y. C.; CUI, B. K.; YUAN, H. S.; LI, B. D. Pathogenic wood-decayfungi in China. *Forest Pathology* 37: 105–120, 2007.
- DOYLE, J. J.; DOYLE, J. L. A rapid total DNA preparation procedure for fresh plant tissue. *Focus* 12: p. 13-15, 1990.

GILBERTSON, R. L.; RYVARDEN, L. North American Polypores, vol. 1, Fungiflora, Oslo, Norway. 1986.

GUGLIOTTA, A. M.; GIBERTONI, T. B.; DRECHSLER-SANTOS, E. R.; SILVEIRA, R. M. B.; CHIKOWSKI, R. S.; PIRES, R. M.; MONTOYA, C. A. S.; SOUZA, J. F.; PALACIO, M.; REZENDE, D. H. C. Polyporales in Lista de Espécies da Flora do Brasil. Jardim Botânico do Rio de Janeiro. 2015. Disponível em: <<http://floradobrasil.jbrj.gov.br/jabot/floradobrasil/FB95380>> Acessado em 15/12/2017

INDEX FUNGORUM Disponível em: <<http://www.indexfungorum.org/names/Names.asp>> Acesso em 19/01/2017

LINDNER D. L.; Banik, M. T. Molecular phylogeny of *Laetiporus* and other brown-rot genera in North America. *Mycologia* 100: p. 417-430, 2008.

MURRILL, W. A. Corrections and additions to the polypores of temperate North America. *Mycologia*. 12 (1): p. 6-24, 1920.

MURRILL, W. A. The Polyporaceae of North America IX. *Inonotus*, *Sesia* and monotypic genera. *Bull Torrey Bot Club* 31: p. 593–610, 1904.

NUÑEZ, M.; RYVARDEN, L. East Asian Polypores. Vol.2. Polyporaceae s.l. Synopsis Fungorum 14. Oslo, Norway: Fungiflora. P.170–522, 2001.

OTA Y.; HATTORI, T.; BANIK, M. T.; HAGEDORN, G.; SOTOME, K.; TOKUDA, S.; ABE, Y. The genus *Laetiporus* (Basidiomycota, Polyporales) in east Asia. *Mycol. Res* 113: p. 1283-1300, 2009.

PENN, O.; PRIVMAN, E.; LANDAN, G.; GRAUR, D.; PUPKO, T. An alignment confidence score capturing robustness to guide tree uncertainty. *Mol Biol Evol.* v. 27, n.8, p.1759-67, 2010.

PIRES, R. M.; MOTATO-VÁSQUEZ, V.; GUGLIOTTA, A. M. A new species of *Laetiporus* (Basidiomycota) and occurrence of *L. gilbertsonii* Burds. in Brazil. São Paulo. Brasil. Nova Hedwigia Vol. 102, 3–4, 477–490. 2016.

RYVARDEN, L.; GILBERTSON, R. L. European Polypores, vol. 2, Fungiflora, Oslo. 1993.

RYVARDEN, L.; JOHANSEN, I. A Preliminary Polypore Flora of East Africa. Fungiflora, Oslo. 1980.

SONG, J.; CHEN, Y.; CUI, B.; LIU, H.; WANG, Y. Morphological and molecular evidence for two new species of *Laetiporus* (Basidiomycota, Polyporales) from southwestern China. –Mycologia 106(5): p. 1039–1050, 2014.

TAMURA, K.; PETERSON, D.; PETERSON, N.; STECHER, G.; NEI, M.; KUMAR, S. MEGA5: Molecular Evolutionary Genetics Analysis Using Maximum Likelihood, Evolutionary Distance, and Maximum Parsimony Methods. Mol Biol Evol. v.28, n.10, p. 2731–2739, 2013.

TOMŠOVSKÝ, M. JANKOVSKÝ, L. Validation and typification of *Laetiporus montanus*. Mycotaxon 106: p. 289–295, 2008.

VASAITIS R.; MENKIS, A.; LIM, Y. W.; SEOK, S.; TOMŠOVSKÝ, M.; JANKOVSKÝ, L.; LYGIS, V.; SLIPPERS, B.; STENLID, J. Genetic variation and relationships in *Laetiporus sulphureus* s. lat., as determined by ITS rDNA sequence and in vitro growth rate. Mycol. Res 113: p. 326-336, 2009.

WHITE T. J.; BRUNS, T.; LEE, S.; TAYLOR, J. Amplification and direct sequencing of fungal ribosomal RNA genes for phylogenetics. In: PCR Protocols: a guide to methods and applications. (Innis MA, Gelfand DH, Sninsky JJ, White TJ, eds). Academic Press, New York, USA: p. 315–322, 1990.

Artigo 4

GANODERMA SPP. ASSOCIADAS AO DECLÍNIO DE PLANTAS EM *FABACEAE* E *MORACEAE* NA BAHIA, BRASIL.¹

¹Artigo a ser ajustado para submissão ao Comitê Editorial do periódico científico: Forest Pathology, em versão na língua inglesa.

Ganoderma spp. associadas ao declínio de plantas em *Fabaceae* e *Moraceae* na Bahia, Brasil.

Cristiane D. Santos^{1*}, Eliane L. Candeias¹, Roberval O. Silva², Elizabeth A. A. Duarte¹, Guilhermina M. Marques³, Ana C.F. Soares¹, José L. Bezerra^{1,4,5*}

¹Universidade Federal do Recôncavo da Bahia, 710 Rui Barbosa Street, 44.380-000, Cruz das Almas, BA, Brazil.

²Universidade Estadual de Feira de Santana, Transnordestina, Avenue, 44.036-900, Feira de Santana, BA, Brazil.

³Universidade de Trás-os-Montes e Alto Douro, 5000-811, Vila Real, Portugal.

⁴Universidade Federal de Pernambuco, Av. Prof. Moraes Rego 1235, 50.670-901, Recife, PE, Brazil.

⁵Universidade Estadual de Santa Cruz, Rodovia Jorge Amado, km 16, 45662-900, Ilhéus, BA, Brazil

* Autor para correspondência: agrocristiane@yahoo.com.br

Resumo:

Espécies do gênero *Ganoderma* são importantes decompositoras da lignina e celulose contribuindo principalmente na ciclagem de nutrientes das florestas. No entanto muitas espécies são consideradas agentes causadores da morte de árvores. Duas espécies deste gênero foram coletadas em árvores em declínio na Bahia, Brasil. As análises microscópicas foram realizadas por meio de cortes à mão livre dos basidiomas e montagem em lâminas com vários tipos de corantes, reagentes e meios de montagem. Em casa de vegetação foram feitos testes de patogenicidade em mudas de *Delonix regia*, *Cassia grandis* e *Enterolobium contortisiliquum*. As análises moleculares foram realizadas utilizando a região ITS com os primers ITS1 e ITS4. A combinação de dados micromorfológicos e sequências de ITS levou a identificar *G. multiplicatum* e *G. stipitatum*.

Palavras-chave: *Delonix regia*, *G. multiplicatum*, *G. stipitatum*, etiologia, doença fúngica.

ABSTRACT:

Species of the genus *Ganoderma* are important decomposers of lignin and cellulose contributing mainly to the cycling of nutrients of the forests. However, many species are considered agents that cause tree death. Two species of this genus were collected from declining trees in Bahia, Brazil. Microscopic analyzes were performed by means of freehand cuts of the basidiomas and assembly on slides with various types of dyes, reagents and mounting media. In greenhouse pathogenicity tests were performed on seedlings of *Delonix regia*, *Cassia grandis* and *Enterolobium contortisiliquum*. Molecular analyzes were performed using the ITS region with primers ITS1 and ITS4. The combination of micromorphological data and ITS sequences led to the identification of *G. multiplicatum* and *G. stipitatum*.

Key words: *Delonix regia*, *G. multiplicatum*, *G. stipitatum*, etiology, fungal disease.

Introdução

O gênero *Ganoderma* P. Karst é cosmopolita, encontrado nos mais diversos ecossistemas do mundo MONCALVO e RYVARDEN (1997). Algumas espécies de *Ganoderma*, por exemplo, *G. lingzhi* e *G. lucidium* são usadas em países Asiáticos, tanto na medicina tradicional quanto na medicina moderna para combater inflamações, problemas hepáticos, hipertensão, cancer e outras doenças. CAO et al. (2012), PETROVA et al. (2005), YUEN e GOHEL (2005), XIE et al. (2006), BOH et al. (2007), ROUPAS et al. (2012), ZHOU et al. (2012), ZONG et al. (2012). Segundo ADASKAVEG et al. (1990) espécies desse gênero são importantes decompositoras de lignina e celulose, contribuindo para a ciclagem de nutrientes nas florestas. Outras espécies são consideradas importantes agentes de doenças em árvores, principalmente palmeiras e dicotiledôneas arbóreas, como *Cassia nodosa* L., *Cassia fistula* L., *Delonix regia* Bojer ex Hook e *Jacaranda mimosifolia* D. Don MERCIÈRE et al. (2017), AL-OBAIDI et al. (2017), OLD et al. (2000), FLOOD et al. (2001), COETZEE et al. (2015), FERNANDO (2008), ROLIM et al. (2014). Um dos principais problemas fitopatológicos de palmeiras na Malásia e Indonésia é a baixa produtividade e perda de plantas causadas por espécies de *Ganoderma* acarretando prejuízos de mais de 500 milhões de dolares por ano OMMELNA et al. (2012), FLOOD et al. (2000). A colonização de *Ganoderma* spp. em palmeiras é mais rápida do que em plantas da família *Fabaceae*, porém a complexa interação desses fungos com a planta é pouco conhecida REES et al. (2009), GOH et al. (2014), AL-OBAIDI (2016). A associação de *Ganoderma* spp. com plantas doentes é conhecida, mas a comprovação da patogenicidade por meio dos postulados de Koch é difícil de demonstrar devido ao crescimento lento do patógeno em plantas arbóreas perenes PLOETZ (2005), FERNANDO (2008), BINDER et al. (2013), COETZEE et al (2015).

Metodologia

Coleta e identificação morfológica

Foram realizadas coletas em áreas urbana e rural dos municípios de Cruz das Almas e Senhor do Bonfim, no estado da Bahia, entre os anos de 2014 a 2017. Basiomas foram coletados em 20 árvores vivas de *Paubrasilia echinata* (Lam.) Gagnon, H.C.Lima & G.P.Lewis, *Cassia grandis* L. f., *Delonix regia*, *Adenanthera pavoni-*

na L. e *Ficus* sp. com sintomas iniciais de declínio. As amostras foram levadas para o Laboratório de Microbiologia Agrícola da Universidade Federal do Recôncavo da Bahia onde foram feitas as análises macro e microscópicas. As primeiras consistiram na observação da cor, forma e tamanho dos basidiomas, sendo observada também a quantidade de poros por mm no himenóforo e a reação do contexto ao KOH 3%. As segundas foram realizadas por meio de cortes a mão livre de fragmentos dos basidiomas e subsequente montagem em lâminas com floxina 1% + KOH 3%; KOH 3%; e reagente de Melzer para verificação das reações dextrinoide e amiloide. O isolamento em culturas puras foi obtido plaqueando fragmentos da parte interna do contexto em placas de Petri contendo meio BDA. As fotomicografias foram realizadas em um microscópio Leica[®] ICC50HD e os desenhos foram feitos com câmera lúcida, copiados em tinta nanquim e digitalizados. A classificação morfológica foi feita mediante consulta à literatura especializada de RYVARDEN (2004).

Extração de DNA, Seqüenciamento e Análise Filogenético

Foi feito o isolamento direto de basidioma novo de *Ganoderma* spp. em BDA e colocado para crescer durante 8 dias a 28 °C. O micélio foi coletado e o DNA foi extraído de acordo com Doyle e Doyle (1990). A região de gene estudada foi (ITS) com os primers ITS1 e ITS4 WHITE et al. (1990). As reações de PCR foram realizadas em um volume de reação de 25 µL que continha 25 ng de DNA modelo, 2,5 µL de tampão (10x); 2,0 µL de dNTP (2,5 mM); 1,0 µL de cada iniciador (10 pmol / µL); 2,0 µL de MgCl₂ (25 mM), 0,2 µL de Taq polimerase (5 U / µL) e completou-se com água ultrapura. As condições de PCR foram à desnaturação inicial de 94 °C durante 3 min, seguido de 40 ciclos de 94 °C por 45s, 56 °C durante 1 min e 72°C durante 1 min e com uma extensão final de 68 °C por 10 min. Os produtos de PCR foram seqüenciados em um ABI Prism 310 DNA Sequencer (Applied Biosystems), utilizando os mesmos iniciadores anteriormente descritos. A seqüência ITS obtida foi editada no software Sequencher 4.1 (Gene Codes, Madison, WI, U.S.A.) e comparada com as seqüências depositadas no banco de dados NCBI, usando o algoritmo da Ferramenta de Pesquisa de Alinhamento Local Básico (BLASTn) ALTSCHUL et al. (1990). As seqüências com até 90% de identidade com a seqüência ITS das espécies descritas neste trabalho foram recuperadas na pesquisa BLASTn para análises filogenéticas posteriores. O alinhamento múltiplo das seqüências ITS foi realizado no servidor Guidance PENN et al. (2010) e editado manualmente no programa MEGA 7

TAMURA et al. (2013). As árvores filogenéticas foram geradas no mesmo programa usando o método de máxima probabilidade e o modelo de parâmetro Kimura2 (+ G). A confiabilidade dos ramos foi avaliada pela análise bootstrap com 1000 repetições.

Postulados de Koch

As plantas usadas para o teste de patogenicidade foram produzidas em viveiro da UFRB a partir de sementes sadias de *Delonix regia* (Flamboyant), *Cassia grandis* (Cássia grande) e *Enterolobium contortisiliquum* (orelha de macaco). Foram usados dois tipos de inóculo com *Ganoderma stipitatum*, o primeiro, codificado como inóculo artificial (IA), foi feito a partir de micélio do patógeno produzido em substrato composto de sementes de sorgos e pedaços de caule sadio das plantas hospedeiras adultas colocados em um recipiente com água por três horas e em seguida autoclavado. Após o resfriamento pedaços de meio BDA contendo o fungo isolado a partir de plantas doentes foram inoculados no substrato a ser colonizado. O outro inóculo, chamado de inóculo natural (IN) foi preparado com uma mistura de pedaços de caule e raiz das plantas doentes contendo fragmentos de basidiomas frescos, dos fungos coletados nas plantas infectadas e processado de maneira idêntica. A inoculação foi feita após 30, 60 e 90 dias da semeadura. Foram inoculadas 20 plantas de cada espécie, 10 com IA e 10 com IN totalizando 60 plantas. Para o IA foi usado 10g do inóculo feito em sementes de sorgo e 10g do que foi feito em pedaços de caule, aplicados em cada planta, para o IN foi colocado 20g da mistura cada planta. A primeira inoculação foi feita no momento que as mudas foram transplantadas para vasos de 20L, colocando os inóculos no fundo do vaso em contato direto com as raízes. As demais inoculações foram feitas abrindo um buraco nos vasos próximo do caule e das raízes e depois cobrindo com terra. Após as inoculações as plantas foram avaliadas semanalmente.

Resultados

Foram identificadas *Ganoderma multiplicatum* e *Ganoderma stipitatum* associadas ao declínio de *Paubrasilia echinata* Lam., *Cassia grandis*, *Delonix regia*, *Adenanthera pavonina* L. e *Ficus* sp. (figura 1). As mudas inoculadas não apresentaram sintomas de doença nem sinais dos patógenos após um ano de observação.

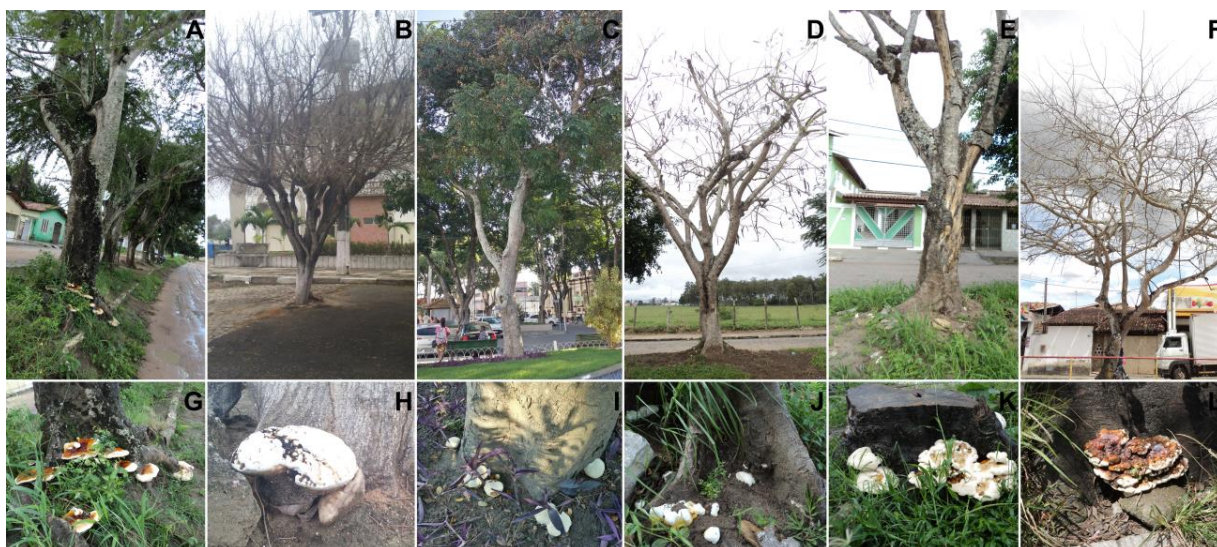


Figura 1. Plantas atacadas por *Ganoderma multiplicatum* e *Ganoderma stipitatum*. (A, D, E, G, J e K) *Delonix regia*; (B e H) *Ficus* sp.; (C e I) *Adenanthera pavonina*; (F e L) *Cassia grandis*.

Taxonomia

1. *Ganoderma multiplicatum* (Mont.) Pat., Bull. Soc. mycol. Fr. 5(2,3): 74 (1889)

Basidiocarpos perenes, pileados, dimidiados a sésseis; superfície superior plana, geralmente fortemente sulcada, glabra, lacada e brilhante, marrom claro a avermelhada, ficando mais escura com a idade; margem de crescimento branco e cremoso; poros redondos 6-9 por mm (6-8 por mm na diagnose original); sistema hifal dimítico com hifas generativas apresentando grampos de conexão difíceis de serem observadas em material seco e hifas esqueléticas de parede grossas, castanha; basídios não observados; basidiósporos quase subglobosos ou amplamente elipsoides, truncados no ápice, marrons, 7-8 x 5-6 μm .

MATERIAL EXAMINADO: Brazil. Bahia: Cruz das Almas (12°39'55.35"S 39°06'11.42"W), Rua Sismil Vaz Lordelo, 14.XI.2014, C. D Santos CD00224 (HURB 15644).

DISTRIBUIÇÃO: Espécies tropicais originalmente descritas na Venezuela e provavelmente difundidas nos neotrópicos.

COMENTÁRIOS: O espécime estudado corresponde à descrição original de Ryvar-den (2004), de *G. multiplicatum*.

SUBSTRATO: Madeiras mortas e em plantas vivas em declínio (presente estudo).

2. *Ganoderma stipitatum* (Murrill) Murrill, N. Amer. Fl. (New York) 9(2): 122 (1908)

Basidiocarpos perenes, cilíndricos, circulares; superfície superior plana, sulcada, glabra, com cutícula lacada inicialmente avermelhada, depois castanha a quase preta e relativamente rígida; superfície do himenóforo branca cremosa ficando marrom ou preta e coriáceo posteriormente; estipe lateral quando presente, curta, raramente superior a 3 cm, de cor mais escura do que a superfície do himenóforo ou de cor preta; poros angulares a circulares, cerca de 5-7 por mm (4-5 por mm na diagnose original); tubos rasos, até 5 mm de espessura; contexto com uma ou duas bandas densas, pretas; sistema final dimítico, com hifas generativas apresentando grampos de conexão e hifas esqueléticas abundantes, de parede grossas, castanha a avermelhada; basídios não observados; basidiósporos elipsoides, marrons, (7)8-15 x (3)4-6 μm , expressivamente maiores que na diagnose original (7-9,5 x 5-6,5 μm), observados na amostra HURB 15641.

MATERIAL EXAMINADO: Brazil. Bahia: Cruz das Almas (12°39'25.16"S 39°05'55.58"W) e (12°39'30.48"S 39°05'58.31"W) Av. Juracy Magalhães sentido segundo portão de entrada da UFRB, 18.III.2015, 23.XI.2016 C. D Santos CD00090 e CD00223 (HURB 9154), (HURB 15643); Brazil. Bahia: Senhor do Bonfim (10°26'42.38"S 40°08'53.56"W), Jardim externo do IFBAIANO, 15.III.2017, C. D Santos CD00222 (HURB 15641).

DISTRIBUIÇÃO: Avançado nos neotrópicos da Nicarágua, Costa Rica, Suriname, Bolívia, Brasil, Peru e Venezuela RYVARDEN (2004).

COMENTÁRIOS: Os espécimes estudados correspondem à descrição original de Ryvarden (2004), mas com algumas ligeiras diferenças como poro e basidiósporos maiores que a descrição original.

SUBSTRATO. Numerosas madeiras duras, em plantas vivas e em declídeo (presente estudo).

Análise Filogenética

Foram recuperadas 15 sequências de ITS do BLASTn com identidade de 99 a 100 % com as sequências das espécies descritas nesse trabalho para gerar a árvore filogenética incluindo sequências das espécies que ficaram mais próximas das duas espécies identificadas (Figura 2). As sequências de ITS das amostras estudadas foram 99 e 100% idênticas às sequências de *G. multiplicatum* e *G. stipitatum*, respectivamente, depositadas no banco de dados do NCBI e UNIT. A árvore filogenética mostrou 86 e 99% de bootstrap para o clado das duas espécies citadas anteriormente (Figura 1). Esses dados indicam que os materiais encontrados são filogeneticamente idênticos a *G. multiplicatum* e *G. stipitatum*.

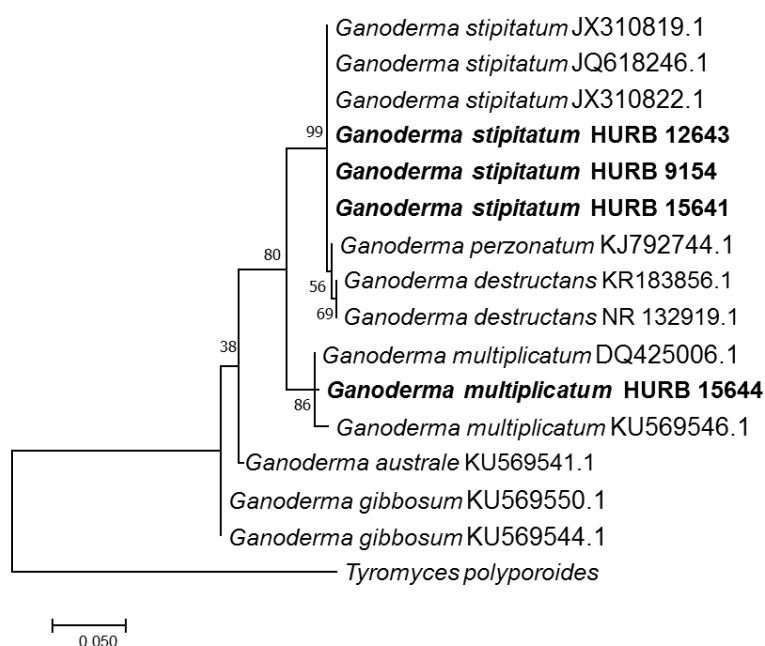


Figura 2. Análise filogenética molecular por método de máxima probabilidade. A história evolutiva foi inferida usando o método de Máxima Probabilidade com base no modelo Tamura-Nei [1]. A árvore com maior probabilidade de log (-951.64) é mostrada. A porcentagem de árvores nas quais os taxons associados se agrupam são mostradas ao lado dos ramos. As árvores iniciais para a pesquisa heurística foram obtidas automaticamente, aplicando os algoritmos Neighbor-Join e BioNJ a uma matriz de distâncias emparelhadas estimada usando a abordagem Probabilidade de composto máximo (Maximum Composite Likelihood - MCL) e, em seguida, selecionando a topologia com um valor superior de probabilidade de log. A árvore é desenhada para escala, com comprimentos de ramo medidos no número de substituições por site. A análise envolveu 16 sequências de nucleotídeos. Todas as posições que continham lacunas e dados em falta foram eliminadas. Houve um total de 329 posições no conjunto de dados final. Análises evolutivas foram realizadas em MEGA7 [2].

Discussão

A grande maioria dos fungos poróides são decompositores de madeira, sendo fundamentais na ciclagem de nutrientes, contribuindo para manter as florestas em equilíbrio. Sabe-se, porém que algumas espécies causam podridão nos troncos de árvores vivas (Binder et al., 2013). Segundo EASTWOOD et al. (2011), os gêneros *Ganoderma*, *Fomitopsis*, *Phaeolus* e *Phellinus* causam diversos danos às plantas arbóreas. Segundo AUER (1996) *Ganoderma* spp. ocorrem em árvores plantadas em solos rasos, com problema de drenagem e com elevado teor de matéria orgânica proveniente de resíduos de mata ou arvores previamente atacadas. Espécies de *Ganoderma* já foram encontradas associadas em Alecrim de Campinas (*Holocalyx glaziovii*), Flamboyant (*Delonix regia*) e Pau Brasil (*Paubrasilia echinata* Lam.). Nas áreas onde foram observadas as plantas em declínio e com a presença de basidiomas de *Ganoderma* crescendo nos troncos e raízes de *P. echinata*, *C. grandis*, *D. regia*, *A. pavonina* L. e *Ficus* sp. do presente estudo, existiam troncos mortos, remanescentes de árvores mortas, além disso são locais de solos com problemas de drenagem de água, corroborando aos trabalhos anteriores. Na cidade de Cruz das Almas grande parte das plantas de *D. regia* usadas na urbanização da cidade já morreram e as remanescentes estão colonizadas por basidiocarpos e apresentam sintomas de declínio (galhos e troncos parcialmente mortos) enfeitando os logradouros públicos. Na cidade de Senhor de Bonfim a presença de plantas visualmente colonizadas pelo fungo é relativamente menor que Cruz das Almas. Segundo SCHUBERT et al. (1997) em uma lista das principais doenças de plantas ornamentais na Flórida EUA, a podridão de palmeiras causada por *Ganoderma* spp. está como a segunda mais importante. COETZEE et al. (2015) relatam declínio de *J. mimosifolia* em Pretória, na África do Sul associado a *Ganoderma* spp., corroborando os resultados encontrados nesse trabalho. As mudas inoculadas do presente estudo ainda não apresentaram sintomas e sinais. Segundo a literatura se trata de uma doença lenta para o aparecimento dos primeiros sintomas, comparada a outras doenças de culturas anuais e perenes. Segundo OLIVEIRA (1993), a detecção do estágio inicial da doença é difícil, pois a planta aparenta estar sadia, embora o sistema radicular já esteja comprometido, colonizado pelo fungo. Estudos feitos no Sri Lanka mostraram que dependendo da espécie da planta, estas demoram de 6-25 meses para morrer após o aparecimento dos primeiros sintomas, sendo que as espécies *Cassia nodosa*, *C.*

fistula e *Delonix regia* começaram a morrer 6-12 meses após os primeiros sintomas FERNANDO (2008). Mudanças de palmeiras submetidas ao teste de patogenicidade começaram a sucumbir 8-15 meses após o aparecimento dos primeiros sintomas REES et al. (2007).

Agradecimentos

Os autores agradecem a Zozilene N. S. Teles e Carolina Y. S. Martins, técnicas do Laboratório de Microbiologia Agrícola da UFRB, pelo apoio recebido durante a pesquisa. Eles também agradecem a professora Lidyanne Y. S. Aona, curadora do Herbário do Recôncavo da Bahia - HURB, por toda a atenção e agilidade no processamento das amostras depositadas e as agências de fomento, CAPES, CNPq e FAPESB pelo suporte financeiro.

Referências

ADASKAVEG, J.E.; GILBERSTON, R. L.; BLANCHETTE, R. A. Comparative studies of delignification caused by *Ganoderma* species. Applied and Environmental Microbiology v.56, n.6, p. 1932-1943, 1990.

AL-OBAIDI J. R.; HUSSIN, S. N. I. S.; SAIDI, N. B.; RAHMAD, N.; IDRIS A. S. Comparative proteomic analysis of *Ganoderma* species during *in vitro* interaction with oil palm root. Physiological and Molecular Plant Pathology. 2017.

AL-OBAIDI, J. R. Proteomics of edible mushrooms: A mini-review. Electrophoresis, v. 37, n 10, p. 1257-1263, 2016.

ALTSCHUL, S. F.; GISH, W.; MILLER, W.; MYERS, E. W. LIPMAN, D. J. Basic local alignment search tool. J. Mol Biol. v.215, n.3, p. 403-10, 1990.

AUER, C. G. Doenças de árvores urbanas. Colombo: ENBRAPA-CNPQ. Documentos 28, p.18, 1996.

BINDER, M.; JUSTO, A.; RILEY, R.; SALAMOV, A.; LOPEZ-GIRALDEZ, F.; SJÖKVIST, E.; COPELAND, A.; FOSTER, B. SUN, H.; LARSSON, E.; LARSSON, K. H.; TOWNSEND, J.; GRIGORIEV, I. V.; HIBBETT, D. S. Phylogenetic and phylogenomic overview of the Polyporales. *Mycologia*. v.105, p.1350-1373, 2013.

BOH B, BEROVIC, M.; ZHANG, J.; ZHI-BIN, L. *Ganoderma lucidum* and its pharmaceutically active compounds. *Biotechnol Annu Rev.*; v.13, p.265-301, 2007.

CAO, Y.; WU, S. H.; DAÍ, Y.C. Species clarification of the prize medicinal *Ganoderma* mushroom “Lingzhi”. *Fungal Diversity*, v.56, p. 49–62, 2012.

COETZEE, M.P.A., MARINCOWITZ, S.; MUTHELO, V. G.; WINGFIELD, M. J. *Ganoderma* species, including new taxa associated with root rot of the iconic *Jacaranda mimosifolia* in Pretoria, south Africa, *IMA Fungus*, v.6. n.1, p. 249–256, 2015.

DOYLE, J. J.; DOYLE, J. L. A rapid total DNA preparation procedure for fresh plant tissue. *Focus* 12: p. 13-15, 1990.

EASTWOOD, D. C.; FLOUDAS, D.; BINDER, M.; MAJCHERCZYK, A.; SCHNEIDER, P.; AERTS, A.; ASIEGBU, F. O.; BAKER, S. E.; BARRY, K.; BENDIKSBY, M.; BLUMENTRITT, M.; COUTINHO, P. M.; CULLEN, D.; VRIES, R. P.; GATHMAN, A.; GOODELL, B.; HENRISSAT, B.; IHRMARK, K.; KAUSERUD, H.; KOHLER, A.; LABUTTI, K.; LAPIDUS, A.; LAVIN, J. L.; LEE, Y. H.; LINDQUIST, E.; LILLY, W.; LUCAS, S.; MORIN, E.; MURAT, C.; OGUIZA, J. A.; PARK, J.; PISABARRO, A. G.; RILEY, R.; ROSLING, A.; SALAMOV, A.; SCHMIDT, O.; SCHMUTZ, J.; SKREDE, I.; STENLID, J.; WIEBENGA, A.; XIE, X.; KÜES, U.; HIBBETT, D. S.; HOFFMEISTER, D.; HÖGBERG, N.; MARTIN, F.; GRIGORIEV, I. V.; WATKINSON, S. C. The plant cell wall-decomposing machinery underlies the functional diversity of forest fungi. *Science*, v. 333, p. 762–765, 2011.

FERNANDO, K. M. E. P. The host preference of a *Ganoderma lucidum* strain for three tree species of Fabaceae family; *Cassia nodosa*, *Cassia fistula* and *Delonix regia*. *Journal of the National Science Foundation*, v.36, n.4, p. 323-326, 2008.

FLOOD, J.; BRIDGE, P. D.; HOLDERNESS, M. *Ganoderma* Diseases of Perennial Crops. Wallingford: CABI Publishing. 2001.

FLOOD, J.; BRIDGE, P. D.; HOLDERNESS, M. *Ganoderma* Diseases of Perennial Crops. Wallingford: CABI Publishing. 2000.

GOH, K. M.; GANESON, M.; Supramaniam, C. V. Infection potential of vegetative incompatible *Ganoderma boninense* isolates with known ligninolytic enzyme production. African Journal of Biotechnology v. 13, p. 1056-1066, 2014.

MERCIÈRE, M.; BOULORD, R.; CARASCO-LACOMBE, C.; KLOPP, C.; LEE, Y.P.; TAN, J.S.; ALWEE, S. S. R. S.; ZAREMSKI, A.; FRANQUEVILLE, H.; BRETON, F.; CAMUS, L. About *Ganoderma boninense* in oil palm plantations of Sumatra and peninsular Malaysia: Ancient population expansion, extensive gene flow and large scale dispersion ability. Fungal biology, v 121, p. 529-540. 2017.

MONCALVO, J. M.; Ryvarden, L. A nomenclatural study of the Ganodermataceae Donk. Oslo, Fungiflora. 1997.

OLD, K. M.; LEE, S. S.; SHARMA, J. K.; YUAN, Z. Q. A Manual of Diseases of Tropical Acacias in Australia, South-East Asia and India. Jakarta: Center for International Forestry Research. p. 1042000.

OLIVEIRA, M. L. Podridão-vermelha da raiz do cacauzeiro causada por *Ganoderma philippii*. Agrotrópica v. 5. n.1, p. 13-18, 1993.

OMMELNA, B.G.; JENNIFER, A. N.; CHONG, K. P. The potential of chitosan in suppressing *Ganoderma boninense* infection in oil-palm seedlings, Journal of Sustainability Science and Management, v.7, n.2, p. 186–192, 2012.

PENN, O.; PRIVMAN, E.; LANDAN, G.; GRAUR D.; PUPKO, T. An alignment confidence score capturing robustness to guide tree uncertainty. Mol Biol Evol. v. 27, n.8, p. 1759-67, 2010.

PETROVA, R. D.; MAHAJNA, J. A.; DENCHEV, C. M. Potential role of medicinal mushrooms in breast cancer treatment: current knowledge and future perspectives. *Int J Med Mushrooms*. v.7, p. 141-155, 2005.

PLOETZ, R. C. Tropical fruit crops and the diseases that affect their production. NESCO-Encyclopedia of Life Support Systems (EOLSS), Florida. 2005.

REES, R. W.; FLOOD, J.; HASAN, Y.; POTTER, U.; COOPER, R. M. Basal stem rot of oil palm (*Elaeis guineensis*); mode of root infection and lower stem invasion by *Ganoderma boninense*, *Plant Pathology*. V.58, p. 982-989, 2009.

REES, R. W.; FLOOD, J.; HASAN, Y.; POTTER, U.; COOPER, R. M. Effects of inoculum potential, shading and soil temperature on root infection of oil palm seedlings by the basal stem rot pathogen *Ganoderma boninense*. *Plant Pathology*. v. 56, p. 862–870, 2007.

ROLIM, L.N.; SALES-CAMPOS, C.; CAVALCANTI, M. A. Q.; URBEN, A.F. Application of Chinese Jun-Cao Technique for the Production of Brazilian *Ganoderma lucidum* Strains. *Braz. Arch. Biol. Technol.* v.57 n.3, p. 367-373, 2014.

ROUPAS, P.; KEOGH, J.; NOAKES, M.; MARGETTS, C. TAYLOR, P. The role of edible mushrooms in health: Evaluation of the evidence. *J Funct Foods*. v.4: p. 687-709, 2012.

RYVARDEN, L. Neotropical Polypores. Part 1. Introduction, Hymenochaetaceae and Ganodermataceae. *Synopsis Fungorum*. v. 19: p. 1-227, 2004.

SCHUERNL, T. S.; DRXON, W. N.; LNTNV, R. Florida's most wanted top 10 diseases. *Ornamental Outlook* 6(8): 10, 1997.

TAMURA, K.; PETERSON, D.; PETERSON, N.; STECHER, G.; NEI, M.; KUMAR, S. MEGA5: Molecular Evolutionary Genetics Analysis Using Maximum Likelihood, Evolutionary Distance, and Maximum Parsimony Methods. *Mol Biol Evol*. v.28, n.10, p. 2731–2739, 2013.

WHITE, T. J.; BRUNS, T.; LEE, S.; TAYLOR, J. Amplification and direct sequencing of fungal ribosomal RNA genes for phylogenetics. In: PCR Protocols: a guide to methods and applications. (Innis MA, Gelfand DH, Sninsky JJ, White TJ, eds). Academic Press, New York, USA: p. 315–322, 1990.

XIE, J. T.; WANG, C. Z.; WICKS, S.; YIN, J. J.; KONG, J.; LI, J.; LI, Y.C.; YUAN, C. S. *Ganoderma lucidum* extract inhibits proliferation of SW 480 human colorectal cancer cells. *Exp Oncol.* v.28, n.1, p. 25-29, 2006.

YUEN, J.W.M.; GOHEL, M. D. I. Anticancer effects of *Ganoderma lucidum*: a review of scientific evidence. *Nutrition and Cancer*, v.53, n.1, p. 11-17, 2005.

ZHOU, Y.; QU, Z.; ZENG, Y.; LIN, Y.; LI, Y.; CHUNG, P.; WONG, R.; HAGG, U. Neuroprotective effect of preadministration with *Ganoderma lucidum* spore on rat hippocampus. *Exp Toxicol Pathol*, v.64, p. 673-680, 2012.

ZONG, A.; CAO, H.; WANG, F. Anticancer polysaccharides from natural resources: A review of recent research. *Carbohydr Polymers*. v.90, n.4, p. 1395-1410, 2012.

CONSIDERAÇÕES FINAIS

Neste trabalho sobre os fungos poliporoides nos biomas Caatinga e Mata Atlântica da Bahia, foi possível ratificar algumas pesquisas anteriores sobre o potencial desse grupo de fungos para a diversidade micológica no bioma Caatinga; mostrar a preferência de cada espécie aos biomas; descobrir novas espécies e novos registros de espécies no bioma Caatinga e abordar a problemática de algumas espécies em causar doenças e morte de plantas arbóreas usadas em paisagismo.

A Caatinga e a Mata Atlântica são biomas com características peculiares, principalmente no que diz respeito à vegetação e ao clima e os achados nesse trabalho sobre os novos registros de *Daedalea ryvardeana* na caatinga e de *Ganoderma multiplicatum* causando declínio em plantas arbóreas mostra o potencial biológico desses fungos nos dois biomas estudados.

A Mata Atlântica, mesmo sendo um bioma mais explorado quanto ao estudo de fungos poliporoides, mostra ainda surpresas, como a descoberta da nova espécie *Laetiporus pratigiensis*, fungo esse que por possuir características organolépticas interessantes ao consumo humano, pode ser explorado no futuro, quando sua produção for dominada, pois este gênero, conhecido como galinha dos bosques, é considerado um dos fungos comestíveis mais saborosos do mundo.

Outro achado interessante nesse trabalho foi a grande quantidade de árvores (*Delonix regia*, *Cassia grandis*, *Ficus* sp.) usadas no paisagismo urbano sendo mortas aparentemente por *G. multiplicatum* e *G. stipitatum*. As espécies de fungos poliporoides com potencial patogênico para plantas cultivadas e silvestres carecem de mais estudos etiológicos e epidemiológicos no Brasil e em outras regiões do mundo.