



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

REJANE MARIA FERREIRA DA SILVA

**DIVERSIDADE DE FUNGOS ENDOFÍTICOS EM CUCURBITÁCEAS DE
INTERESSE ECONÔMICO EM PERNAMBUCO, BRASIL**

Recife

2020

REJANE MARIA FERREIRA DA SILVA

**DIVERSIDADE DE FUNGOS ENDOFÍTICOS EM CUCURBITÁCEAS DE
INTERESSE ECONÔMICO EM PERNAMBUCO, BRASIL**

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

Área de Concentração Taxonomia e Ecologia de Fungos

Doutoranda: Rejane Maria Ferreira da Silva

Orientador: Dr. Gladstone Alves da Silva

**Co-orientadores: Dra. Cristina Maria de Souza Motta
Dr. José Luiz Bezerra**

Recife
2020

Catálogo na Fonte:
Elaine C Barroso, CRB-4/1728

Silva, Rejane Maria Ferreira da

Diversidade de fungos endofíticos em cucurbitáceas de interesse econômico em Pernambuco, Brasil / Rejane Maria Ferreira da Silva – 2021.

78 f. : il., fig., tab.

Orientador: Gladstone Alves da Silva

Coorientadores: Cristina Maria de Souza Motta e José Luiz Bezerra

Tese (doutorado) – Universidade Federal de Pernambuco. Centro de Biociências. Programa de Pós-graduação em Biologia de Fungos, Recife, 2021.

Inclui referências e apêndices.

1. Fungos 2. Cucurbitácea 3. Classificação I. Silva, Gladstone Alves da (orient.) II. Motta, Cristina Maria de Souza (coorient.) III. Bezerra, José Luiz (coorient.) IV. Título

576.5

CDD (22.ed)

UFPE/CB-2021-244

REJANE MARIA FERREIRA DA SILVA

**DIVERSIDADE DE FUNGOS ENDOFÍTICOS EM CUCURBITÁCEAS DE
INTERESSE ECONÔMICO EM PERNAMBUCO, BRASIL**

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

COMISSÃO EXAMINADORA

Dr. Gladstone Alves da Silva (Orientador) /UFPE

Dr. Alexandre Reis Machado /UFPE

Dr. Jadson Diogo Pereira Bezerra /UFG

Dr. Rafael José Vilela de Oliveira /UFPE

Dra. Ana Carla da Silva Santos /UFPE

Dr. Renan do Nascimento Barbosa UFPE/ Suplente externo

Dr. Roger Fagner Ribeiro Melo UFPE/ Suplente interno

DEDICATÓRIA:
A Deus e a minha família dedico.

AGRADECIMENTOS

Agradeço a Deus, por sempre me ajudar e estar sempre ao meu lado, pela força e disposição concedida nos momentos difíceis. Aos meus irmãos e todos familiares, a minha mãe Maria de Lourdes Ferreira da Silva e meu pai Ivanildo Matias da Silva por estarem sempre ao meu lado, pela ajuda, carinho, amor e compreensão. Agradeço a Universidade Federal de Pernambuco e todos meus colegas do departamento de Micologia Prof. Chaves Batista da UFPE, que de alguma forma contribuíram para minha formação durante os quatros anos. Em especial aos meus orientadores, prof. Gladstone Alves da Silva, prof. Dr. José Luiz Bezerra e profa. Cristina Maria de Souza Motta. Muito obrigada pela constante ajuda e seus ensinamentos. Um agradecimento especial aos meus amigos do Laboratório de Micologia LAB1, em especial ao grupo de pesquisa fungos endofíticos, todos foram importantes para que meu projeto pudesse ser desenvolvido.

Agradeço, também, as agências de fomento (CNPq) pelo um incentivo, ao Ipa-Instituto Agrônômico de Pernambuco- ao senhor Júlio Carlos Polimeni de Mesquita pela autorização das coletas.

Muito obrigada!

RESUMO

Os fungos endofíticos são caracterizados por habitarem o interior (intra ou intercelularmente) dos tecidos vegetais, não causando aparentemente nenhum dano a seus hospedeiros. A família Cucurbitaceae, constituída por 96 gêneros e cerca de 1000 espécies, amplamente distribuídas em regiões tropicais e subtropicais possui cultivares de grande importância para economia mundial. O presente estudo teve como objetivo estudar a diversidade de fungos endofíticos associados a culturas de *Cucumis melo*, *Citrullus lanatus* e *Cucurbita moschata* na região semiárida do estado de Pernambuco. Para isso, foram coletadas folhas das três espécies vegetais. No laboratório, as folhas foram submetidas à técnica de desinfestação, sendo imersas em etanol 70% por 30 segundos, em hipoclorito de sódio (2%) por 1 minuto e 30 segundos e lavadas três vezes em água destilada esterilizada. Fragmentos foliares foram distribuídos sobre o meio de cultura (BDA) acrescido de cloranfenicol (100 µg/mL) contido em placas de Petri. As leveduras endofíticas foram identificadas utilizando técnicas moleculares. Para identificação dos fungos filamentosos foram avaliadas as características macroscópicas e microscópicas dos isolados, utilizando-se literatura específica, posteriormente foram realizadas análises filogenéticas para a confirmação das espécies. Foram obtidos 706 isolados endofíticos agrupados em 66 espécies de fungos distribuídos entre os filos Ascomycota, Basidiomycota e Mucoromycota. A microbiota endofítica foi composta principalmente por ascomicetos que representaram 93% do total de táxons obtidos, sendo Dothideomycetes, Eurotiomycetes e Sordariomycetes as classes de ascomicetos mais frequentes. Nossos resultados mostraram que a composição e a diversidade da comunidade de fungos endofíticos associadas a *C. moschata* difere da comunidade de *C. lanatus* e *C. melo*. Alguns isolados mostraram uma baixa similaridade com as sequências encontradas no banco de dados GenBank, e foram descritos como novos táxons para a ciência. As espécies de cucurbitaceae apresentam uma grande diversidade de fungos endofíticos. É importante entender como os táxons de fungos estão distribuídos em diferentes espécies de plantas para melhorar o conhecimento sobre o papel ecológico desses organismos.

Palavras-chave: Taxonomia; Ecologia de fungos; Endófitos.

ABSTRACT

Endophytic fungi are characterized by inhabiting the interior (intra or intercellularly) of plant tissues, apparently not causing any damage to their hosts. The Cucurbitaceae family, consisting of 96 genera and about 1000 species, widely distributed in tropical and subtropical regions. The representants of this family has cultivars of great importance for the world economy. The aim of this study was to study the diversity of endophytic fungi associated with *Cucumis melo*, *Citrullus lanatus*, and *Cucurbita moschata* in the semiarid region of Pernambuco state. For this, leaves were collected from three plant species. In the laboratory, the leaves were submitted to the disinfestation technique, immersed in 70% ethanol for 30 seconds, in sodium hypochlorite (2%) for 1 minute and 30 seconds and washed three times in sterile distilled water. Leaf fragments were distributed on Petri dishes with culture medium (PDA) plus chloramphenicol (100 µg/mL). Endophytic yeasts were identified using molecular techniques. To identify the filamentous fungi the macroscopic and microscopic characteristics of the isolates were evaluated, using specific literature, later phylogenetic analyzes were performed to confirm the species. The isolates obtained (706) were grouped in 66 species of endophytic fungi, distributed among Ascomycota, Basidiomycota and Mucoromycota phyla. The mycobiota was mainly composed for ascomycetes that represented 93% of the total taxa observed. Dothideomycetes, Eurotiomycetes and Sordariomycetes were the most frequent fungi found. Our results showed that the composition and diversity of endophytic fungi from *C. moschata* differs from those found in *C. lanatus* and *C. melo*. Some isolates showed low similarity to the sequences found in the GenBank database and were described as new taxa. Cucurbitaceae species present a great diversity of endophytic fungi. It is important to understand how fungal taxa are distributed in different plant species to improve the knowledge about the ecological role of these organisms.

Keywords: Taxonomy; Fungi ecology; Endophytes.

Lista de figuras

Figura 1 - Entrada, estabelecimento e transmissão de micro-organismos endófitos na planta (lata et al. 2018, modificado)	15
Figura 2 - Localização dos estudos que examinaram a diversidade de fungos endofíticos em Cucurbitaceae.....	29
Figura 3 - Diagrama de venn indicando o número de espécies comuns entre <i>Citrullus lanatus</i> , <i>Cucumis melo</i> e <i>Cucurbita moschata</i>	43
Figura 4 - Curvas de rarefação do número de espécies de fungos endofíticos em relação ao número de amostras em cada espécie vegetal, A- <i>Citrullus lanatus</i> , B- <i>Cucurbita moschata</i> , C- <i>Cucumis melo</i>	45
Figura 5 - índice de diversidade de Shannon-Wiener (H') de fungos endofíticos encontrados em (<i>Cucurbita moschata</i> , <i>Citrullus lanatus</i> e <i>Cucumis melo</i>). letras diferentes indicou diferença significativa (Tukey ao nível de $P < 0,05$).....	46
Figura 6 - Análise coordenadas de principais (PCoA) baseado na dissimilaridade de Jaccard, mostrando a influência das espécies hospedeiras na composição da comunidade de fungos endofíticos em espécies filogeneticamente próximas (<i>Cucurbita moschata</i> , <i>Citrullus lanatus</i> e <i>Cucumis melo</i>).....	46

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO	11
1.2 OBJETIVOS.....	12
1.2.1 Objetivo geral	12
1.2.2 Objetivos específicos	13
2 FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA	13
2.1 FUNGOS ENDOFÍTICOS	13
2.1.1 Conceito, colonização e transmissão dos fungos endofíticos	13
2.2 IMPORTÂNCIA E INTERAÇÕES DOS FUNGOS ENDOFÍTICOS.....	15
2.3 FUNGOS ENDOFÍTICOS EM REGIÕES ÁRIDAS E SEMIÁRIDAS	17
2.4 FUNGOS ENDOFÍTICOS EM PLANTAS ECONÔMICAMENTE IMPORTANTES.....	18
2.5 FUNGOS ENDOFÍTICOS EM CUCURBITACEAE	26
2.6 CUCURBITACEAE.....	27
2.6.1 Distribuição e importância.....	27
2.6.2 Aspectos gerais da cultura da melancia	28
2.6.3 Aspectos gerais da cultura da abóbora	30
2.6.4 Aspectos gerais da cultura do melão	31
3 MATERIAIS E MÉTODOS	31
3.1 ÁREA DE ESTUDO	31
3.2 COLETA DO MATERIAL	32
3.3 ISOLAMENTO DOS FUNGOS ENDOFÍTICOS	32
3.4 IDENTIFICAÇÃO DOS FUNGOS	32
3.5 CARACTERIZAÇÃO MOLECULAR.....	33
3.5.1 Extração de DNA, amplificação (PCR) e sequenciamento	33
3.6 ANÁLISES FILOGENÉTICAS	34
3.7 ANÁLISE DA COMUNIDADE DOS ENDÓFITOS	34
4 RESULTADOS	35
ARTIGO 1 - COMUNIDADE DE FUNGOS ENDOFÍTICOS EM FOLHAS DE CUCURBITACEAE CULTIVADAS NO SEMIÁRIDO DO BRASIL	35
5 CONSIDERAÇÕES FINAIS	50
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	51
APÊNDICE	65
APÊNDICE A - árvores filogenéticas	65
APÊNDICE B - <i>Preussia citrullina</i> R.M.F. Silva, R.J.V. Oliveira, Souza-Motta, J.L. Bezerra & G.A. Silva, sp. nov. (Persoonia 40, 2018: 240– 393)	70

APÊNDICE C - <i>Simplicillium filiforme</i> R.M.F. Silva, R.J.V. Oliveira, Souza-Motta, J.L. Bezerra & G.A. Silva, sp. nov. (Persoonia 41, 2018: 238 – 417).....	73
APÊNDICE D - <i>Perenniporia centrali-africana</i> Decock & Mossebo, Sytematics and Geography of Plants 71 (2): 608 (2001). Mycological Diversity Description II (Acta Botanica Brasilica - 33(1): 163-173. Jan-Mar 2019)	76
APÊNDICE E - áreas de coletas: A- cultivos de abóbora (<i>Cucurbita moschata</i>); B- cultivos de melão (<i>Cucumis melo</i>); C- cultivos de melancia (<i>Citrullus lanatus</i>)....	79

1 INTRODUÇÃO

A família Cucurbitaceae é constituída por 120 gêneros e cerca de 800 espécies de plantas, amplamente distribuídas em regiões tropicais e subtropicais (TEPPNER, 2004). Possui cultivares de grande importância para economia mundial (PARIS et al., 2009), desempenhando um importante papel na alimentação humana (PRATISSOLI et al., 2015). No Nordeste brasileiro cultivam-se vários representantes de interesse agrônomo dessa família. Destacam-se as espécies de melões (*Cucumis melo* L.); melancias (*Citrullus lanatus* (Thunb.) Matsum & Nakai); abóboras (*Cucurbita moschata* L.); chuchus (*Sechium edule* (Jacq.) Swartz); maxixes (*Cucumis anguria* L.); abobrinhas (*Cucurbita pepo* L.) e pepinos (*Cucumis sativus* L.).

No Brasil a abóbora está entre as hortaliças de importância econômica mais comercializadas (SANTI et al., 2013). O cultivo do melão e melancia está entre os de maior produção dentro do agronegócio brasileiro de frutas tropicais, conquistando espaço cada vez maior no mercado nacional e internacional. A região Nordeste vem sendo apontada como um potencial centro produtivo do melão e da melancia (IBGE 2017), com Pernambuco ocupando o quinto lugar em cultivo desses frutos no Brasil, destaque para os municípios de Floresta e Inajá como maiores produtores (BRAGA et al., 2009; IBGE 2017).

Os fungos endofíticos são caracterizados por habitarem o interior (intra ou intercelularmente) dos tecidos vegetais, sem causar dano aparente ao hospedeiro (PETRINI, 1991; AZEVEDO; ARAÚJO, 2007). Muitos trabalhos demonstram que esses fungos oferecem diversos benefícios a planta hospedeira, atuam no controle biológico de doenças e pragas, no aumento da tolerância a estresses abióticos e na promoção do crescimento da planta hospedeira (SCHULZ et al., 2002; STROBEL; DAISY, 2003; YAN et al., 2011; WANG; CHAO-DAI, 2011).

Por estarem em íntima associação com os vegetais, os fungos endofíticos são considerados fontes promissoras de metabólitos com aplicação na agricultura, na medicina e na indústria (STROBEL, 2004; SILVA et al., 2010). Além dos aspectos econômicos e biotecnológicos, o estudo desses micro-organismos tem forte interesse da comunidade acadêmica na descoberta de novos táxons (STROBEL, 2004).

Esses fungos são taxonomicamente diversos e habitam todas as espécies de plantas até o momento estudadas. Estes estão associados com diversos tipos de vegetais, desde briófitas e pteridófitas até plantas superiores de diversos ambientes, tais como; florestas tropicais e temperadas, incluindo regiões do ártico (ARNOLD et al., 2000; SURYANARAYANAN et al., 2002; ARNOLD, 2007; ROSA et al., 2009).

Apesar de inúmeros estudos relatarem a associação dos fungos endofíticos com diversas espécies vegetais, poucos detalharam a comunidade desses fungos associados às espécies de Cucurbitaceae. Em estudo realizado por Mu et al. (2010) em Yanqing de Pequim, China, foram isolados fungos endofíticos de 40 plantas de pepino (*Cucumis sativus*) sem sintomas, incluindo diferentes cultivares em diferentes estágios de desenvolvimento. Huang; Jiang (2015) investigaram a comunidade de fungos endofíticos em folhas, raízes, caules, flores e frutos de melão amargo (*Momordica charantia*) em cinco locais na província de Guangdong, China. Em outro estudo, Xia et al. (2019) estudaram a diversidade de fungos endofíticos em várias espécies de plantas de cultivo orgânico e convencional nos Estados Unidos, incluindo *Citrullus lanatus* (melancia). Em estudo realizado por Reddy et al. (2014) em plantas cucurbitáceas de diferentes locais na Índia, um número total de 18 fungos endofíticos foram isolados.

Diante da atual carência de trabalhos sobre a ocorrência desses fungos em Cucurbitaceae, e a importância econômica de plantas dessa família na região Nordeste, considera-se importante conhecer a interação da microbiota endofítica presente nesses vegetais. Além disso, esses estudos podem contribuir com o conhecimento da diversidade de fungos endofíticos associados com diversos hospedeiros na região semiárida do Nordeste brasileiro. Possivelmente haverá diferença nas comunidades de fungos endofíticos encontrados em melões (*C. melo*); melancias (*C. lanatus*) e abóboras (*C. moschata*).

1.2 OBJETIVOS

1.2.1 Objetivo geral

Conhecer a diversidade de fungos endofíticos associados as folhas de melão (*Cucumis melo* L.), melancia (*Citrullus lanatus* (Thunb.) Matsum & Nakai) e abóbora (*Cucurbita moschata* L.) na região semiárida do estado de Pernambuco, Brasil.

1.2.2 Objetivos específicos

- Isolar e identificar as espécies de fungos endofíticos associados ao a melão (*C. melo* L.), melancia (*C. lanatus*) e abóbora (*C. moschata*) cultivados na região semiárida do estado de Pernambuco, Brasil.
- Confirmar usando uma abordagem polifásica as espécies identificadas.
- Realizar descrição taxonômica e estabelecer material tipo para táxons novos, quando descobertos.
- determinar a riqueza, diversidade e frequência relativa dos fungos endofíticos de folhas sadias de diferentes espécies vegetais da família Cucurbitaceae cultivadas na região semiárida de Pernambuco.

2 FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA

2.1 FUNGOS ENDOFÍTICOS

2.1.1 Conceito, colonização e transmissão dos fungos endofíticos

O termo "simbiose" foi aplicado pela primeira vez à biologia em 1878, pelo botânico e micologista Heinrich Anton de Bary (OULHEN et al., 2016), para descrever organismos diferentes que vivem juntos, incluindo a relação entre fungos e plantas.

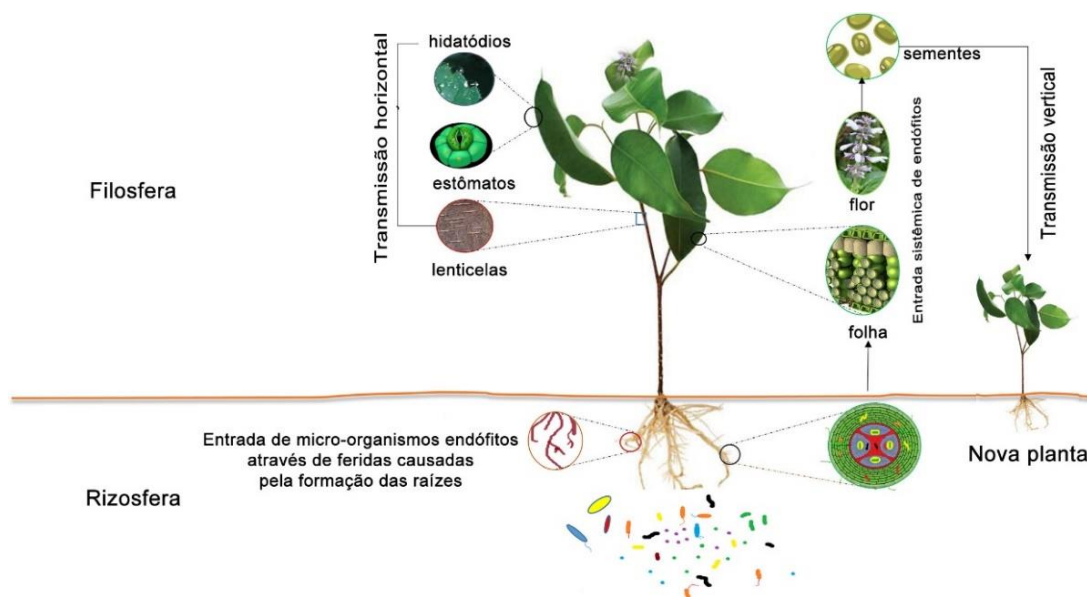
Ao longo dos anos, vários autores sugeriram diferentes conceitos para fungos endofíticos. Segundo Petrini (1991) fungos endofíticos são todos os micro-organismos que colonizam os tecidos vegetais (intra ou intercelularmente) sem causar dano aparente ao seu hospedeiro, bem como patógenos latentes que podem viver de forma assintomática. Wilson (1995) sugeriu que endófitos são fungos e bactérias que têm todo ou uma parte do seu ciclo de vida dentro de tecidos de plantas vivas e causam infecções inaparentes ou assintomáticas inteiramente dentro de tecidos vegetais, mas não causam sintomas de doenças. Uma interpretação feita por Azevedo; Araújo, (2007) conceituou micro-organismos endofíticos como todos aqueles cultiváveis ou não, em meio de cultura, que habitam o interior dos tecidos vegetais sem causar dano aparente ao hospedeiro e sem produzir estruturas externas que emergem nas superfícies das plantas.

A associação entre micro-organismos endofíticos e seu hospedeiro (endofitismo) é complexa e pode depender de vários fatores; tais como a característica do vegetal, do micro-organismo e do nicho ocupado em um determinado estágio da interação do hospedeiro com o micro-organismo (STROBEL et al., 2004). Os fungos endofíticos

podem formar um relacionamento mutualmente benéfico (simbiose) com as plantas hospedeiras, enquanto outros podem ser patógenos oportunistas (RAI et al., 2014). Sendo difícil a distinção entre os micro-organismos endofíticos, epifíticos e patogênicos (AZEVEDO et al., 2000). Desse modo, um micro-organismo epifítico pode ser encontrado no vegetal como endófito, em certas condições, podendo também tornar-se um patógeno, e em outras circunstâncias um patógeno pode ser considerado um endófito (AZEVEDO, 1998; AZEVEDO et al., 2000). Sendo a distinção entre micro-organismos endofíticos, fitopatogênicos e oportunistas puramente didática.

No geral, fungos endofíticos são onipresentes e extremamente diversificados no hospedeiro, habitando tecidos de plantas, folhas, caules, cascas, pecíolos e estruturas reprodutivas (FAETH; FAGAN, 2002; STONE et al., 2004). Esses micro-organismos já foram encontrados associados a todas as espécies de plantas examinadas até o momento (HYDE; SOYTONG, 2008; TEJESVI et al., 2010), e podem apresentar uma certa preferência de colonização de acordo com a textura do tecido vegetal (PHOTITA et al., 2001; ARNOLD, 2007). A composição da comunidade endofítica pode ser influenciada por diversos fatores, como temperatura, salinidade, fauna, flora, distribuição geográfica, idade da planta, condições fisiológicas do vegetal, condições sazonais e especificidade endófito-hospedeiro (GAMBOA; BAYMAN, 2001; PETRINI; STONE; CARROLL, 1992). Esses fungos podem ser transmitidos horizontalmente e penetram a partir de aberturas naturais, tais como hidatódios, estômatos e lenticelas presentes no tecido do hospedeiro ou verticalmente pelas sementes (AZEVEDO, 1998, LATA et al., 2018) **(Figura 1)**.

Figura 1 - Entrada, estabelecimento e transmissão de micro-organismos endófitos na planta (LATA et al. 2018, modificado).



2.2 IMPORTÂNCIA E INTERAÇÕES DOS FUNGOS ENDOFÍTICOS

Nos fungos endofíticos, grupo polifilético de grande diversidade, predominam espécies pertencentes ao filo Ascomycota, em menor número Basidiomycota e alguns representantes de Mucoromycota (ARNOLD, 2007). Esses fungos podem ser encontrados associados a diferentes vegetais, em diversos ambientes, desde florestas tropicais a regiões do ártico (ARNOLD, 2007; FERREIRA et al., 2015; ROSA et al., 2010). Os micro-organismos endofíticos chamaram a atenção dos cientistas por serem uma fonte biotecnológica de diversas substâncias, metabólitos primários e secundários, que atuam como herbicidas, agentes antifúngicos, antibacterianos, antitumorais, antimicrobianos, anti-insetos, antioxidantes, anticancerígenos, antineoplásicos, dentre outros (STROBEL; DAISY, 2003; ZHENG et al., 2015).

Os diversos metabólitos bioativos produzidos pelos fungos endofíticos pertencem a diversos grupos estruturais: alcaloides, benzofuranos, ciclohexanonas, flavonóides, lipóides, ácidos orgânicos, peptídeos, fenilpropanóides, piridinas, quinonas, esteróides e terpenóides (ZHENG et al., 2015). Esses bioativos podem fornecer proteção ao hospedeiro induzindo mecanismos de defesa nas plantas contra uma ampla gama de patógenos, além de conferir resistência aos fatores bióticos e abióticos e estimular o crescimento vegetal (ALURAPPA et al., 2018).

A eficácia dos fungos endofíticos em produzir substâncias *in vitro* que inibem o crescimento de outras espécies estimulou pesquisas sobre a bioprospecção desses micro-

organismos e seu uso no controle biológico. O fungo endofítico *Piriformospora indica* é relatado como um dos mais importantes endófitos radiculares, que possui a capacidade de conferir resistência a patógenos e a estresses abióticos (JOHNSON et al., 2014). Esses fungos, também, são altamente adaptados e capazes de sobreviver em habitats extremos, com altas temperaturas, deficiências nutricionais, salinidade excessiva e dessecação prolongada (GONÇALVES et al., 2016, RHO et al., 2018).

Os fungos associados às plantas podem ser classificados em diferentes grupos considerando seu ciclo de vida e papel ecológico, como fungos micorrízicos, patogênicos, epifíticos, endofíticos e sapróbios (PORRAS-ALFARO; BAYMAN 2011). O endofitismo resulta em diversos benefícios ao hospedeiro, contribuindo na saúde do vegetal, impedindo a herbivoria e a patogênese, facilitando o crescimento das plantas através da absorção de nutrientes, além de auxiliar na eficiência do uso da água (RAI et al., 2014).

Os mecanismos envolvidos na relação endófito-planta não são bem compreendidos, porém sabe-se que as interações podem ser mutualistas, neutras ou antagonicas (SPECIAN et al., 2014, LATA et al., 2018). Segundo Luna (2018) para haver uma simbiose bem-sucedida, três eventos são necessários: penetração do simbiote no tecido do hospedeiro, colonização e expressão de um relacionamento simbiótico. No entanto, a resposta ao tipo de associação endófito-hospedeiro pode sofrer influência de alguns fatores, como a disponibilidade de nutrientes, o estresse ambiental e a competição microbiana (SCHULZ; BOYLE, 2005; LATA et al., 2018).

Alguns estudos sugerem que os fungos endofíticos também podem atuar como sapróbios, podendo sobreviver no tecido foliar morto, os dados moleculares e morfológicos fornecem evidências que algumas espécies endofíticas podem mudar suas estratégias ecológicas e alternarem seu ciclo de vida entre endofítico e sapróbio (PROMPUTTHA et al., 2007, PURAHONG; HYDE, 2011; SURYANARAYANAN, 2013). Segundo Osono (2006) a permanência de fungos endofíticos no tecido morto pode depender de vários fatores, tais como ciclo de vida, capacidade de degradação de substratos, competição e interações miceliais. Porém não há um limite claro entre fungos endofíticos e fungos sapróbios, mas é possível que uma alta quantidade de fungos viva simbioticamente e saprobicamente nos ecossistemas (HE et al., 2012).

Embora o conhecimento acerca da ecologia, ciclo de vida e filogenia dos fungos endofíticos esteja crescendo nas duas últimas décadas, questões básicas sobre a origem

evolutiva e as interações ecológicas existentes entre esses micro-organismos e seus hospedeiros ainda não estão completamente elucidadas (SAIKKONEN et al., 2004).

2.3 FUNGOS ENDOFÍTICOS EM REGIÕES ÁRIDAS E SEMIÁRIDAS

Regiões áridas e semiáridas ocupam cerca de 41% da superfície do planeta (SAFRIEL et al., 2005). Nessas regiões as plantas sobrevivem a condições ambientais extremas como, precipitação esporádica, altas temperaturas, deficiências nutricionais e intensa radiação solar. No Nordeste brasileiro a zona semiárida ocupa aproximadamente 800.000 km² (DRUMOND et al., 2004). O clima é caracterizado por um elevado potencial de evapotranspiração e uma precipitação anual que varia de 150 mm a 1300 mm, com temperaturas relativamente elevadas, com média em torno de 28 °C e a máxima em torno de 40 °C (RAMALHO, 2013). As condições de estresse abiótico nessa região são os principais fatores que influenciam a morfologia, fisiologia e bioquímica do vegetal (KUMAR, 2018). No entanto, plantas de regiões secas são adaptadas e desenvolvem novas estratégias para suportar o estresse e completar seu ciclo de vida (ALI et al., 2018). Essas plantas estabelecem relações simbióticas com uma grande variedade de micro-organismos, entre estes os fungos endofíticos que têm influência significativa sobre o crescimento e proteção de suas plantas hospedeiras (KUMAR, 2018). Esses fungos produzem compostos bioativos exclusivos para sua planta hospedeira, o que possivelmente aumenta a adaptabilidade de ambos a estresses bióticos e abióticos (ALI et al., 2018). Vários estudos já investigaram a associação de fungos endofíticos com plantas destas regiões (LORO et al., 2012; BEZERRA et al., 2013; KNAPP et al., 2015, DASTOGEER et al., 2018).

A diversidade de endófitos em regiões semiáridas sofre influência de diversos fatores bioclimáticos, como latitude, temperatura média ou precipitação anual (ARNOLD; LUTZONI 2007). O grau de perturbação ambiental que afeta uma comunidade vegetal também pode alterar a composição da microbiota endofítica (GAMBOA; BAYMAN 2001). Além disso, a idade, o estado fitossanitário da planta e a espécie vegetal também podem influenciar a composição desses organismos (ARNOLD et al., 2003).

Devido às condições ambientais, as regiões semiáridas e áridas constituem um ambiente promissor de pesquisas para examinar e caracterizar a relação simbiótica entre plantas e fungos (KHIDIR et al., 2010). A investigação de fungos endofíticos associados às plantas dessas regiões aumenta o conhecimento acerca das interações fungo-

hospedeiro (KHIDIR et al., 2010; HERRERA et al., 2011). Além de propiciar uma oportunidade para avaliar o potencial da comunidade de endófitos desconhecidos.

Diversas pesquisas verificaram a associação dos fungos endofíticos em plantas de ambientes áridos e semiáridos, como a floresta tropical seca brasileira, denominada Caatinga. No Brasil, uma considerável diversidade de fungos endofíticos foi relatada na região semiárida. Bezerra et al. (2012, 2013) examinaram a comunidade de fungos endofíticos de *Opuntia ficus-indica* e *Cereus jamacaru*, respectivamente. Em outro estudo Pádua et al. (2018) investigaram a diversidade de fungos endofíticos em folhas de *Myracrodruon urundeuva*, e a capacidade que esses possuem em produzir a enzima L-asparaginase. Silva et al. (2018) mostraram que *Tillandsia catimbauensis*, endêmica na floresta tropical seca brasileira, é colonizada por diferentes espécies de *Penicillium* e *Talaromyces*, com potencial biotecnológico.

Outros estudos exploraram a diversidade de fungos associados as gramíneas em regiões semiáridas dos Estados Unidos e Venezuela (KHIDIR et al., 2010; LORO et al., 2012). Em regiões desérticas da China, Sun et al. (2012) investigaram a comunidade de fungos endofíticos em folhas e caules de oito espécies de plantas. Os mesmos autores observaram que a composição fúngica diferiu entre as espécies vegetais. Herrera et al., (2011) examinaram a comunidade de fungos endofíticos associada a raízes de *Sporobolus cryptandrus* em região semiárida do Novo México, EUA. Já González-Teuber et al. (2017) estudaram a comunidade endofítica associada as raízes de plantas de *Chenopodium quinoa* cultivadas no deserto do Atacama, Chile. Esses estudos ajudam a entender a associação planta-fungo endofítico em ambientes áridos e semiáridos, fornecendo subsídios para novas pesquisas.

2.4 FUNGOS ENDOFÍTICOS EM PLANTAS ECONOMICAMENTE IMPORTANTES

Os fungos endofíticos representam um importante reservatório de bioativos, acredita-se que esses fungos possam promover o crescimento da planta hospedeira e contribuir para adaptação do vegetal ao estresse abiótico e biótico, aumentando a resistência à seca e estresse hídrico, assim como a tolerância a altas temperaturas e alta salinidade (REDMAN et al., 2002; ARNOLD et al., 2003; WALLER et al., 2005; ALY et al., 2010).

A capacidade que os fungos endofíticos possuem em auxiliar no desenvolvimento vegetal é extremamente importante e pode ser explorada em práticas agrícolas. Estudos relataram que esses fungos podem solubilizar fosfatos insolúveis e produzir hormônios

de crescimento de plantas, como auxinas, citocininas e giberelinas (VAN LOON, 2007; CONTRERAS-CORNEJO, 2016). O uso de micro-organismos promotores do crescimento vegetal é uma estratégia que pode ajudar a agricultura moderna a enfrentar os desafios da produção agrícola e garantir a sustentabilidade (LUZ et al., 2006). Vários estudos já demonstraram que os fungos endofíticos possuem a capacidade de produzir diversos bioativos, além de promoverem o crescimento de plantas de interesse econômico, como milho (*Zea mays* L.), tabaco (*Nicotiana tabacum* L.) (VARMA et al., 1999) e soja (*Glycine max* (L.) (HAMAYUN et al., 2009). Além de estimularem o desenvolvimento vegetal, esses fungos possuem potencial de conferir resistência a fitopatógenos e diminuir a herbivoria em culturas de ambientes áridos e semiáridos (KHAN et al., 2013).

Os benefícios da relação simbiótica estabelecida entre fungos endofíticos e plantas já foram relatados em vários estudos. Rai et al. (2001) relataram aumento significativo no crescimento e rendimento de *Spilanthes calva* e *Withania somnifera* inoculados com *Piriformospora indica*. Waqas et al. (2012) verificaram que a simbiose endofítica com plantas de pepino resultou em assimilação significativamente maior de nutrientes essenciais como potássio, cálcio e magnésio durante o estresse de salinidade. Em outro estudo, Khan et al. (2011) mostraram que a simbiose endofítica promoveu uma alta solubilização de fosfato tricálcico, além de ter melhorado a germinação de sementes de soja (*Glycine max*) sob estresse de salinidade.

A importância dos endófitos fúngicos cresceu para uma perspectiva formidável, devido ao grande número de fungos que formam associações endofíticas com diferentes plantas em diversos ambientes (FERREIRA et al., 2015). A maioria dos estudos sobre endófitos são realizados usando plantas de regiões temperadas (AZEVEDO et al. 2000). No entanto, nos últimos anos pesquisas em plantas de regiões tropicais vêm crescendo, esses estudos revelam uma grande diversidade de micro-organismos endofíticos associados as plantas dessas regiões (FRÖHLICH e HYDE 1999; HYDE et al. 2006).

O estudo sobre a comunidade de fungos endofíticos em plantas tropicais incluem palmeiras (TAYLOR; CROUS 1999; RUNGJINDAMAI et al., 2008), árvores frutíferas, como bananas (PHOTITA et al., 2001) e gengibre (*Amomum siamense*) (BUSSABAN et al., 2001). Plantas medicinais, tais como urundeúva (*Myracrodruon urundeuva*) (PÁDUA et al., 2018); e *Camptotheca acuminata* (LIN et al., 2007). Plantas de mangue, mangue vermelho (*Rhizophora mucronata*) (XU et al., 2009) e plantas de regiões semiáridas,

figueira-da-Índia (*Opuntia ficus-indica*) e mandacaru (*Cereus jamacaru*) (BEZERRA et al., 2012; 2013).

Dentre esses estudos em regiões tropicais, muitos examinaram a comunidade de fungos endofíticos associados as plantas economicamente importantes. Apesar da complexidade e variabilidade das interações entre os fungos endofíticos e as plantas hospedeiras, a caracterização das comunidades endofíticas e suas interações é crucial para melhor entender as relações simbióticas. Esses estudos mostram que essas plantas formam um reservatório, pouco explorado, de diversidade fúngica. O **quadro 1** reúne um resumo dos trabalhos sobre fungos endofíticos associados a culturas de importância econômica.

Quadro 1- Principais trabalhos sobre fungos endofíticos associados a culturas de interesse agrônômico.

Plantas	Gêneros fúngicos	Número de isolados	País	Referência
<i>Coffea arabica</i> - café (Rubiaceae)	<i>Aureobasidium</i> , <i>Cladosporium</i> , <i>Colletotrichum</i> , <i>Diaporthe</i> , <i>Drechslera</i> , <i>Khuskia</i> , <i>Lasiodiplodia</i> , <i>Nodulisporium</i> , <i>Pestalotiopsis</i> , <i>Phyllosticta</i> , <i>Phoma</i> , <i>Rhodotorula</i> , <i>Sarocladium</i> , <i>Xylaria</i>	336	Brasil	OLIVEIRA et al. (2014)
<i>Coffea arábica</i> (Rubiaceae)	<i>Colletotrichum</i> , <i>Fusarium</i> , <i>Penicillium</i> , <i>Aspergillus</i> , <i>Beauveria</i> , <i>Cladosporium</i> , <i>Mycosphaerella</i> , <i>Paecilomyces</i> , <i>Phomopsis</i>	843	Colômbia, México , Puerto Rico	VEJA et al. (2010)
<i>Citrus limon</i> (Rutaceae)	<i>Colletotrichum</i> , <i>Pestalotiopsis</i> , <i>Diaporthe</i> , <i>Ramichloridium</i> ,	482	Camarões	DOUANLA-MELI et al. (2013)

	<i>Mycosphaerella,</i> <i>Cercospora,</i>			
<i>Vitis labrusca</i> (<u>Vitaceae</u>)	<i>Aporospora,</i> <i>Aureobasidium,</i> <i>Colletotrichum,</i> <i>Diaporthe,</i> <i>Epicoccum,</i> <i>Flavodon,</i> <i>Fusarium,</i> <i>Guignardia,</i> <i>Paraphaeosphaeria,</i> <i>Phanerochaete,</i> <i>Phyllosticta,</i> <i>Pleurotus, Preussia,</i> <i>Tinctoporellus,</i> <i>Xylaria</i>	550	Brasil	BRUM et al. (2012)
<i>Vitis labrusca</i> (<u>Vitaceae</u>)	<i>Nigrospora,</i> <i>Colletotrichum,</i> <i>Colletotrichum,</i> <i>Alternaria,</i> <i>Beauveria,</i> <i>Gliomastix,</i> <i>Lasiodiplodia,</i> <i>Nodulisporium,</i> <i>Paecilomyces,</i> <i>Pestalotiopsis,</i> <i>Stemphylium,</i> <i>Trichoderma,</i> <i>Xylaria</i>	644	Brasil	LIMA et al. (2014)
<i>Glycine max</i> (soja)	<i>Aspergillus, Fusarium,</i> <i>Penicillium,</i> <i>Cladosporium,</i> <i>Chaetomium,</i> <i>Curvularia,</i> <i>Colletotrichum,</i> <i>Paecilomyces,</i>	297	Brasil	PIMENTEL et al. (2006)
<i>Phaseolus vulgaris</i> (Feijão)	<i>Acremonium,</i> <i>Alternaria,</i> <i>Aspergillus,</i> <i>Aureobasidium,</i> <i>Chaetomium,</i> <i>Cladosporium,</i> <i>Cochliobolus,</i> <i>Curvularia,</i> <i>Epicoccum,</i> <i>Fusarium,</i> <i>Macrophomina,</i> <i>Neurospora,</i>	394	Colômbia	PARSA et al. (2016)

<i>Vigna unguiculata</i> (L. (feijão-caupi) (Fabaceae)	<i>Aspergillus, Penicillium, Fusarium, Curvularia, Alternaria, Botryodiplodia, Chaetomium, Cladosporium, Epicoccum, Fusarium, Macrophomina, Phomopsis, Rhizopus, Torula, Trichoderma, Trichothecium</i>	1579	Brasil	RODRIGUES; MENEZES, (2002)
<i>Zea mays</i> (Poaceae)	<i>Gibberella, Fusarium, Aspergillus, Trichoderma, Fusarium, Sarocladium, Fusarium, Acremonium, Eupenicillium, Aspergillus,</i>	66	Índia	POTSHANGBAM et al. (2017)
<i>Oryzae sativa</i> (Poaceae)	<i>Galactomyces, Phoma, Penicillium, Fusarium, Fusarium, Aspergillus, Trichoderma, Acremonium</i>	57	Índia	POTSHANGBAM et al. (2017)
<i>Musa acuminata</i> (banana) (Musaceae)	<i>Chaetomium, Cladosporium, Colletotrichum, Cordana, Curvularia, Dactylaria, Deightoniella, Fusarium, Guignardia, Helminthosporium, Nigrospora, Periconiella, Pestalotiopsis, Phoma, Phomopsis</i>	61	Thailand	PHOTITA et al. (2001)
<i>Lycopersicon Esculentum</i> (tomate) (Solanaceae)	<i>Trichoderma, Fusarium, Aspergillus, Hypocrea, Stemphylium,</i>	76	Quênia	BOGNER et al. (2016)

		<i>Altenaria,</i> <i>Cochliobolus,</i> <i>Trichoderma</i>			
<i>Sorghum bicolor</i> (Poaceae)		<i>Aspergillus, Fusarium,</i> <i>Penicillium,</i> <i>Cladosporium,</i> <i>Curvularia,</i> <i>Syncephalastrum</i>	107	Brasil	RODRIGUES et al. 2018
<i>Theobroma cacao</i> (Cacau) Malvaceae		<i>Acremonium,</i> <i>Arthrinium,</i> <i>Aspergillus,</i> <i>Clonostachys,</i> <i>Colletotrichum,</i> <i>Curvularia,</i> <i>Fusarium,</i> <i>Gliocladium,</i> <i>Myrothecium,</i> <i>Penicillium,</i> <i>Pestalotiopsis</i>	147	Brasil	HANADA et al. (2010)
<i>Theobroma cacao</i> (Cacau) Malvaceae		<i>Colletotrichum,</i> <i>Cordyceps,</i> <i>Crinipellis,</i> <i>Diaporthe,</i> <i>Fusarium,</i> <i>Gibberella,</i> <i>Lasiodiplodia,</i> <i>Nectria,</i> <i>Pestalotiopsis,</i> <i>Phomopsis,</i> <i>Pseudofusarium,</i> <i>Verticillium</i>	150	Brasil	RUBINI et al. (2005)
<i>Theobroma grandiflorum</i> (Cupuaçu) (Malvaceae)		<i>Acremonium,</i> <i>Asteromella,</i> <i>Lasiodiplodia,</i> <i>Pestalotiopsis,</i> <i>Phoma,</i>	13	Brasil	HANADA et al. (2010)
<i>Annona squamosa</i> (pinha) (Annonaceae)		<i>Peniophora,</i> <i>Guignardia,</i> <i>Phomopsis,</i> <i>Diaporthe,</i> <i>Cordyceps,</i> <i>Fusarium,</i> <i>Paecilomyces,</i> <i>Pestalotiopsis,</i> <i>Xylaria,</i> <i>Annulohyphoxylon,</i> <i>Eupenicillium,</i> <i>Penicillium,</i>	131	China	LIN et al. (2010)

		<i>Aspergillus,</i> <i>Pyrenochaeta,</i>			
<i>Malus domestica</i> (maçã) (Rosaceae)		<i>Alternaria,</i> <i>Colletotrichum,</i> <i>Cladosporium,</i> <i>Xylaria, Botryosphae</i> <i>ria,</i> <i>Sporobolomyces,</i> <i>Rhodotorula, Debaryo</i> <i>myce, Cryptococcus,</i> <i>Epicoccum</i>	1385	Brasil	CAMATTI-SARTORI et al. (2005)
<i>Euterpe oleracea</i> (açai) (Arecaceae)		<i>Xylaria,</i> <i>Letendreaopsis,</i> <i>Hypoxylon,</i> <i>Phomopsis,</i> <i>Colletotrichum,</i> <i>Phoma, Ustilina,</i> <i>Thozetella, Idriella,</i>	3200	Brasil	RODRIGUES (1994)
<i>Spondias mombin</i> (cajá)		<i>Colletotrichum,</i> <i>Guignardia,</i> <i>Phomopsis,</i> <i>Drechslera,</i> <i>Pestalotiopsis,</i> <i>Phoma,</i> <i>Phomatospora,</i> <i>Phomopsis,</i> <i>Trichoderma,</i> <i>Wiesneriomyces,</i> <i>Xylaria</i>	822	Brasil	RODRIGUES; SAMUELS (1999)
<i>Anacardium occidentale</i> (caju)		<i>Aspergillus,</i> <i>Drechslera,</i> <i>Guignardia,</i> <i>Trichoderma</i>	160	Brasil	GUIMARÃES et al. (2013)
<i>Saccharum</i> sp. (cana-de-açúcar)		<i>Acremonium,</i> <i>Alternaria,</i> <i>Aspergillus,</i> <i>Bionectria,</i> <i>Chaetomium,</i> <i>Chaetosphaeria,</i> <i>Cladophialophora,</i> <i>Cladosporium,</i> <i>Colletotrichum,</i> <i>Cunninghamella,</i> <i>Curvularia,</i> <i>Diaporthe,</i> <i>Dokmaia,</i> <i>Epicoccum,</i> <i>Exophiala,</i> <i>Fusarium,</i>	249	Brasil	ROMÃO-DUMARESQ et al. (2016)

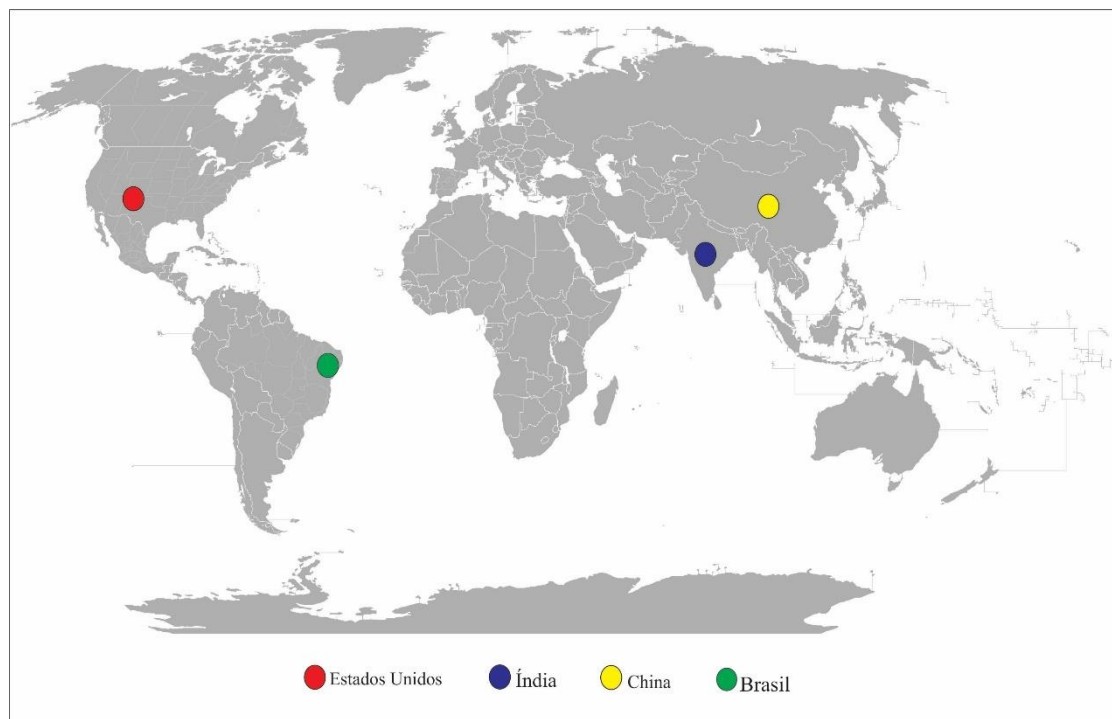
		<i>Mariannaea,</i> <i>Microdochium,</i> <i>Myrmecridium,</i> <i>Myrothecium,</i> <i>Nigrospora,</i> <i>Paecilomyces,</i> <i>Paraphaeosphaeria,</i> <i>Penicillium, Phoma,</i> <i>Phomopsis,</i> <i>Pyricularia,</i> <i>Resinicium,</i> <i>Saccharicola,</i> <i>Sagenomella,</i> <i>Scolecobasidium,</i> <i>Thielavia,</i> <i>Thozetella,</i> <i>Trichoderma</i>			
<i>Prunus</i> (cereja)	<i>cerasus</i>	<i>Alternaria,</i> <i>Aureobasidium,</i> <i>Botrytis,</i> <i>Cladosporium,</i> <i>Epicocum,</i>	15	República Tcheca	HORTOVÁ; NOVOTNÝ (2011)
<i>Gossypium</i> (algodão)	<i>hirsutum</i>	<i>Acremonium,</i> <i>Alternaria,</i> <i>Bipolaris,</i> <i>Cercospora,</i> <i>Chaetomium,</i> <i>Chaetomium,</i> <i>Cochliobolus,</i> <i>Phoma, Pleospora,</i> <i>Polyporales,</i> <i>Preussia,</i> <i>Pseudozyma,</i> <i>Verticillium,</i>	1259	Texas	EK-RAMOS et al. (2013)
<i>Bactris</i> (pupunha)	<i>gasipaes</i>	<i>Fusarium, Neotyphodiu,</i> <i>Epicoccum,</i> <i>Colletotrichum,</i> <i>Alternaria</i>	7	Brasil	ALMEIDA et al. (2005)
<i>Triticum</i> (trigo)	<i>aestivum</i>	<i>Alternaria,</i> <i>Cladosporium,</i> <i>Epicoccum,</i> <i>Cryptococcus,</i> <i>Rhodotorula,</i> <i>Penicillium,</i> <i>Fusarium,</i> <i>Nigrospora, Phoma,</i> <i>Pleospora,</i> <i>hodotorula</i>	722	Argentina	LARRAN et al. (2007)

2.5 FUNGOS ENDOFÍTICOS EM CUCURBITACEAE

A família Cucurbitaceae possui vários cultivares de interesse econômico em regiões semiáridas, e poucas espécies são encontradas em regiões temperadas (JEFFREY, 1980). Existem inúmeros estudos sobre a comunidade de fungos endofíticos em várias plantas, incluindo cactos (SURYANARAYANAN et al., 2005), palmas (FRÖHLICH et al., 1999), trigo (LARRAN et al., 2007) e banana (PHOTITA et al., 2001). Entretanto, poucos estudos detalharam a comunidade de fungos endofíticos associados às espécies de Cucurbitaceae. Em estudo realizado por Mu et al. (2010) em Yanqing de Pequim, China, foram isolados fungos endofíticos de 40 plantas de pepino (*Cucumis sativus*) sem sintomas, incluindo diferentes cultivares em diferentes estágios de desenvolvimento. Huang; Jiang (2015) investigaram a comunidade de fungos endofíticos em folhas, raízes, caules, flores e frutos de melão amargo (*Momordica charantia*) em cinco locais na província de Guangdong, China. Em outro estudo, Xia et al. (2019) estudaram a diversidade de fungos endofíticos em várias espécies de plantas de cultivo orgânico e convencional nos Estados Unidos, incluindo *Citrullus lanatus* (melancia). Em estudo realizado por Reddy et al. (2014) em cucurbitáceas de diferentes locais na Índia, um número total de 18 fungos endofíticos foram isolados.

No Brasil, Crous et al. (2018a), Crous et al. (2018b) descreveram *Simplicillium filiforme* e *Preussia citrullina*, respectivamente, como endofíticos de folhas de *Citrullus lanatus*. Em outro estudo, Silva et al. (2019) relataram *Perenniporia centrali-africana* pela primeira vez como endófito para o mundo em folhas de *Citrullus lanatus* (**Figura 2**).

Figura 2 - Localização dos estudos que examinaram a diversidade de fungos endofíticos em Cucurbitaceae



Além de pesquisas com fungos endofíticos, outros estudos registraram a comunidade de bactérias endofíticas associadas a espécies de cucurbitáceas. Como o de Glassner et al. (2015) que investigaram a diversidade de bactérias endofíticas em frutos de *Cucumis melo* nos Estados Unidos. Khalaf; Raizada (2016) verificaram a comunidade de endofíticos bacterianos em sementes de sete espécies de Cucurbitaceae, dentre elas *Cucumis melo*, *Cucumis sativus*, *Citrullus lanatus* e *Cucurbita moschata*. Sharrock et al. (1991) verificaram a incidência e o número de bactérias endofíticas em tecidos internos de frutos de abóbora (*Cucurbita máxima*) na Nova Zelândia.

2.6 CUCURBITACEAE

2.6.1 Distribuição e importância

Aparentemente, Cucurbitaceae Juss. (1789) se originou na Ásia no final do período cretáceo (SCHAEFER et al. 2009). Essas plantas são de grande importância para econômica mundial, compreendem cerca de 96 gêneros e aproximadamente 1000 espécies distribuídas principalmente nas regiões tropicais e subtropicais do mundo, com poucas espécies em regiões temperadas (RENNER, SCHAEFER 2016). Vinte oito gêneros e 159 espécies desta família estão distribuídos em todas as regiões brasileiras, em diferentes fitofisionomias, 23 gêneros e 74 espécies são encontrados na região Nordeste (FLORA DO BRASIL, 2020).

Os gêneros economicamente mais importantes estão concentrados nas tribos Cucurbitaceae e Benincaseae. No mundo destacam-se como principais representantes de importância econômica o melão (*Cucumis melo*, L.), a melancia (*Citrullus lanatus* (Thunb.) Matsum et Nakai), as abóboras (*Cucurbita máxima*, Duchesne, *C. moschata*, Duchesne, *C. pepo*, L.), o pepino (*Cucumis sativus* L.), o chuchu (*Sechium edule*) e o maxixe (*Cucumis anguria* L.) (FILGUEIRA, 2003). Outros gêneros importantes da família são *Trichosanthes*, *Benincasa*, *Mormodica*, *Bryonopsis* e *Corallocarpus*, os quais são ricos em cucurbitacinas, terpenos com propriedades citotóxica, antitumoral, anti-inflamatória, antifertilizante, curativa e antimicrobiana.

As Cucurbitaceae incluem plantas trepadeiras, herbáceas ou lenhosas, perenes ou anuais, raramente árvores (*Dendrosicyos*) ou arbustos (*Acanthosicyos*). Possuem flores unissexuais amarelas ou esbranquiçadas, um ovário inferior com placentação parietal e numerosas sementes que são relativamente grandes. Cerca de 50% de suas espécies são monóicas e 50% dioicas (SCHAEFER; RENNER 2011). Embora sua morfologia seja diversificada são plantas facilmente reconhecidas pelo hábito trepador, formando gavinhas posicionadas a 90° em relação ao pecíolo, folhas palmatilobadas ou compostas (SCHAEFER; RENNER, 2011). São sensíveis a baixas temperaturas, porém há espécies com tubérculos subterrâneos que suportam o clima frio em regiões temperadas (JEFFREY, 1980). Representantes desta família estão associados com a origem da agricultura e estão entre as primeiras espécies de plantas domesticadas. Seus frutos são nutritivos, antioxidantes, ricos em água, açúcares e vitaminas. Suas sementes são consumidas em diversos países, são ricas em gordura, proteína, tiamina, niacina, cálcio, fósforo, ferro e magnésio (MENDES et al. 2008).

2.6.2 Aspectos gerais da cultura da melancia

Citrullus lanatus (Thumb.) Matsum. & Nakai pertence a subfamília Cucurbitoidae, tribo Benincaseae (JEFFREY 1990; MAYNARD 2001). É uma espécie anual, nativa da África, possui formas selvagens e cultivadas (DANE; LIU, 2007). Fursa (1972) estabeleceu três subespécies dentro de *C. lanatus*: subsp. *vulgaris*, subsp. *lanatus* e subsp. *mucosospermus*. *Citrullus lanatus* subsp. *vulgaris* é amplamente cultivada, possui frutos vermelhos e doces (MUJAJU et al., 2004). É possível extrair um óleo comestível das suas sementes, além de também serem consumidas torradas (WASYLIKOWA; VEEN, 2004). A Subespécie *lanatus* é abundantemente encontrada no deserto Kalahari, África Austral, é uma fonte essencial de água e comida para região

(LEVI; THOMAS, 2005). A terceira subespécie *C. lanatus* subesp. *Mucosospermus* representa o grupo de melancia tipo egusi, cultivada na África Ocidental, possui grandes sementes comestíveis com um pericarpo carnoso (JEFFREY, 2001).

A melancia destaca-se como uma das frutas mais economicamente importantes do mundo (YANG et al., 2018). Anualmente são produzidas cerca de 90 milhões de toneladas desse fruto, o qual está entre os cinco mais consumidos no mundo (FAO 2017). Entre os maiores produtores, mundiais, estão a China, seguida da Turquia, Irã e Brasil (FAO, 2017). No Brasil a área plantada com melancia em 2016 foi de 94.555 hectares, sendo produzida 2.090.432 toneladas do fruto (FAQ, 2017). A região Nordeste possui uma área plantada com 29.369 ha, destaca-se como maior produtora do Brasil com 545.194 toneladas, seguida pelas regiões Sul, Norte, Centro-Oeste e Sudeste do País (IBGE, 2017). Em Pernambuco destacam-se como maiores produtores os municípios de Inajá, Ibimirim e Petrolândia (IBGE, 2017).

A melancieira caracteriza-se por ser uma planta herbácea, com ciclo anual variando entre 60 e 120 dias, dependendo das condições ambientais e do cultivar utilizado, possui hábito rastejante, com um sistema radicular do tipo pivotante. O caule compõe-se de ramos primários e secundários, que podem assumir disposição radial ou axial, com presença de gavinhas. As folhas possuem disposição alternada e geralmente apresentam limbo com contorno triangular, recortado em três ou quatro pares de lóbulos e de margens arredondadas. As flores são simples, com pedúnculo longo e delgado nas flores masculinas e curto e grosso nas femininas (SOUZA et al., 2008).

É uma cultura de clima tropical, seu melhor desenvolvimento ocorre sob temperaturas médias entre 23 °C e 28 °C. É sensível as variações de fotoperíodo, maior fotoperíodo favorece o crescimento e o florescimento da cultura, de modo que, sob condições de dias quentes, longos e com alta luminosidade, as plantas têm desenvolvimento acelerado, provocando ligeiro encurtamento do ciclo (SOUZA et al., 2008). O fruto da melancia possui sabor agradável, propriedades refrescantes e diuréticas associadas ao baixo teor calórico. Possui propriedades nutricionais e terapêuticas, podendo ser utilizada no tratamento de problemas renais, intestinais e respiratórios (PEIXOTO et al., 2006; BASTOS et al., 2008).

2.6.3 Aspectos gerais da cultura da abóbora

Cucurbita pertence a subfamília Cucurbitoidadae, tribo Cucurbiteae (RENNER, SCHAEFER 2016). Espécies desse gênero estão entre as primeiras plantas domesticadas pelo homem (SMITH 1997; PEPERNO; TOTHERT 2003). As evidências sugerem que 2000 anos a.C. já cultivava-se abóbora nas Américas, mais precisamente no nordeste do México (RAMOS et al., 2010). No Brasil, a abóbora constituiu a base alimentar das populações indígenas antes do período colonial (VERGER, 1987).

As espécies, *C. moschata*, *C. pepo* e *C. máxima* destacam-se como as mais economicamente importantes no mundo (LOY 2004, BIKASH et al., 2018). O gênero caracteriza-se por ser uma herbácea de crescimento rasteiro ou trepador, seus frutos variam em forma e coloração, variando de amarelo intenso a laranja, possuem altos níveis de carotenoides, principalmente α e β -caroteno, β -criptoxantina, luteína e zeaxantina, são plantas bem adaptadas a regiões de clima quente e seco (BIKASH et al., 2007, RAMOS et al., 2010). As abóboras possuem altos níveis de tiamina, niacina, vitamina B6, ferro, magnésio e fósforo. Além disso, possuem altos níveis de vitamina C, vitamina A, vitamina E, potássio, cobre e manganês. São fontes de fibras dietéticas, pobre em gordura saturada, colesterol e sódio. Embora suas sementes sejam ricas em gorduras, elas compensam com altos níveis de proteína, magnésio e zinco (AJURU; NMOM 2017). Além da importância nutricional, espécies de *Cucurbita* destacam-se por possuírem sementes com potencial para serem utilizadas como matéria prima na produção de biodiesel (SCHINAS et al., 2009; BIKASH et al., 2018).

A produção mundial de abóboras em 2016 foi de 26,5 milhões de toneladas (FAO, 2017). No Brasil, os dados referentes à comercialização são escassos, sendo a última informação disponível em 2006, com área colhida de 86.735 ha e 384.912 toneladas produzidas (IBGE, 2017). Os Estados do Nordeste representaram 52,3% da área cultivada e 24,1% da produção nacional, sendo os maiores produtores Bahia, Maranhão e Pernambuco (RESENDE et al., 2013). O cultivo de abóboras destaca-se na região Nordeste, ocorrendo normalmente em pequenas propriedades rurais e em cultivos comerciais, onde é considerada como cultura de subsistência (CARMO et al., 2011). Dentre os cultivares existentes no Nordeste brasileiro, *Cucurbita moschata* é uma das espécies mais apreciada pela população e tem grande potencial para cultivos comerciais, (SOUZA et al., 2012).

2.6.4 Aspectos gerais da cultura do melão

O gênero *Cucumis* inclui 66 espécies, pertence a subfamília Cucurbitoidadae e tribo Benincaseae (RENNER; SCHAEFER, 2016), *Cucumis melo* L. está entre os principais táxons de importância econômica da família Cucurbitaceae. Seu cultivo se dá em regiões temperadas e tropicais do mundo (GONZALO et al., 2005). São encontradas quatro espécies pertencentes ao gênero *Cucumis* no Brasil: *Cucumis anguria* L. (maxixe); *Cucumis dipsaceus* Ehrenb. (maxixe-bravo); *Cucumis sativus* L. (pepino) e *Cucumis melo* L. (melão) (FLORA DO BRASIL, 2020).

No Brasil o melão destaca-se por ser um fruto muito consumido e de grande popularidade (VARGAS et al., 2008). Em 2016 o país foi responsável pela produção de 596.430 toneladas com 23.105 ha de área plantada (FAO, 2017). A China, seguida da Turquia, Irã e Egito são os maiores produtores mundiais, responsáveis por mais de 71% do total produzido (CARVALHO et al., 2017; FAO, 2017). Na América do Sul, o Brasil ocupa o primeiro lugar em produção, seguido da Venezuela e Argentina (FAO, 2017). Todas as regiões brasileiras são produtoras de melão, porém na região Nordeste concentra-se cerca de 95% da produção nacional, os Estados do Ceará, Rio Grande do Norte, Bahia e Pernambuco são os principais produtores, contribuindo com 86,9% do percentual regional (CARVALHO et al., 2017).

A ocorrência das condições edafoclimáticas ideais para o desenvolvimento da cultura no Nordeste brasileiro, tais como temperaturas apropriadas, insolação e luminosidade, baixa umidade relativa do ar e presença de solos férteis, favorecem o desenvolvimento de frutos com elevados teores de sólidos solúveis totais e com boa aparência (CARVALHO et al., 2017).

3 MATERIAIS E MÉTODOS

3.1 ÁREA DE ESTUDO

As coletas foram realizadas em cultivos de melancia (*Citrullus lanatus*), melão (*Cucumis melo*) e abóbora (*Cucurbita moschata*), todos gerenciados com uso de pesticidas ou fungicidas, localizados no município de Petrolândia, sertão pernambucano (8°57'48"S 38°13'12"W). Este município possui uma área aproximada de 1.088,2 km² e está localizado na região semiárida do estado de Pernambuco, Brasil. Caracteriza-se por apresentar clima tropical semiárido do tipo BSh segundo a classificação de Köppen (KOPPEN, 1923), com temperatura média anual de 25°C e precipitação média anual em torno de 435 mm, a vegetação predominante é a caatinga hiperxerófila formada por

espécies vegetais com elevada capacidade de retenção de água. Os solos em sua maioria são arenosos (PARAHYBA et al., 2004).

3.2 COLETA DO MATERIAL

Foram realizadas coletas de folhas formadas de melancia (*Citrullus lanatus*) em julho/2016, de melão (*Cucumis melo*) em maio/2017 e abóbora (*Cucurbita moschata*) em abril/2018. Para a coleta foram escolhidas aleatoriamente três áreas de cultivo por espécie de planta. Foram delimitados 36 pontos de coleta para cada planta, e foram selecionados três indivíduos vegetais em cada ponto, dos quais foram coletadas três folhas por planta. As folhas coletadas foram acondicionadas em sacos de papel devidamente etiquetados, e transportadas ao Laboratório I da Pós-Graduação em Biologia de Fungos, para manipulação, no tempo máximo de 24 horas.

3.3 ISOLAMENTO DOS FUNGOS ENDOFÍTICOS

No laboratório, as folhas foram lavadas em água corrente para a remoção da poeira e outros resíduos, e posteriormente submetidas a técnica de desinfestação para eliminação dos micro-organismos epifíticos. Em condições assépticas as folhas (cortadas) foram imersas em etanol 70% por 30 segundos, em hipoclorito de sódio (2% de cloro ativo) por 1 minuto e 30 segundos e lavadas três vezes em água destilada esterilizada (ARAÚJO et al., 2002, modificado). Após a desinfestação das folhas, foram retirados oito fragmentos de 2,5 x 2,5 mm (GAMBOA et al., 2002). Esses fragmentos foliares foram distribuídos sobre o meio de cultura Batata Dextrose Ágar (BDA) acrescido de cloranfenicol (100 µg/mL) contido em placas de Petri e incubados a temperatura ambiente ($28 \pm 2^\circ\text{C}$) por até 30 dias, sendo observados diariamente e qualquer colônia fúngica presente foi purificada, isolada e identificada. O controle de eficiência de desinfestação foi confirmado pela inoculação de 1mL da última água de lavagem em placas de Petri com o mesmo meio de cultura.

3.4 IDENTIFICAÇÃO DOS FUNGOS

As leveduras endofíticas foram previamente cultivadas em meio de cultura Batata Dextrose Ágar (BDA). O processo de identificação consistiu na amplificação dos domínios D1/D2 do LSU rDNA utilizando os primers LR1 e LSU2 (VAN TUINEN et al., 1998, SANTIAGO et al., 2014). Todos os fungos filamentosos isolados também

foram cultivados em meio de cultura Batata Dextrose Ágar (BDA). Após sete a 15 dias de crescimento foram avaliadas as características macroscópicas e microscópicas dos isolados, utilizando-se literatura específica (ELLIS 1971, 1976; SUTTON 1980; DOMSCH et al.1993; DOMSCH et al. 2007; DEIFERT et al., 2011). Específica que so as espécies foram sequenciadas.

3.5 CARACTERIZAÇÃO MOLECULAR

3.5.1 Extração de DNA, amplificação (PCR) e sequenciamento

A biomassa dos fungos foi obtida a partir de culturas desenvolvidas em placas de Petri contendo BDA, mantidas a 28°C por até sete dias. Todo micélio fungico foi transferido para microtubos de 2 mL com tampa de rosca, acrescidos de 0,5g de esferas de vidro (glass beads) com dois diâmetros diferentes na proporção de 1:1 (acid-washed, 150-212µm and 425-600µm; Sigma, U.S. sieve). O material foi triturado por agitação em alta velocidade em um FastPrep. A extração do DNA genômico foi realizada, com o material previamente triturado, conforme Góes-Neto et al. (2005), que incluiu homogeneização do material em tampão CTAB 2% e uma lavagem com clorofórmio: álcool isoamílico (24:1), além de precipitação em isopropanol, lavagem em etanol 70% e ressuspensão em 50 µL de água ultrapura. Para amplificação das regiões ITS do rDNA, foram utilizados os primers ITS1 e ITS4 (WHITE et al.,1990), para alguns táxons foram amplificadas e sequenciadas outras regiões do DNA para melhor identificação taxonômica, para *Aspergillus* e *Penicillium*, foram amplificados os genes calmodulina e b-tubulina, utilizando os iniciadores Bt2a/ Bt2b (GLASS; DONALDSON 1995) e CMD5/CMD6 (HONG et al., 2006), respectivamente.

Os parâmetros para amplificação e as concentrações dos reagentes (dNTPs, cloreto de magnésio, Taq DNA polimerase e tampão de reação) foram os mesmos descritos por Oliveira et al. (2014). Controles negativos, contendo todos os componentes exceto DNA, foram utilizados em cada procedimento para detectar possíveis contaminações. Os produtos das extrações de DNA e das reações de PCR (5 µL) foram visualizados sob luz UV, a partir de gel de agarose 1%, corado com GelRed. Os produtos de amplificação foram purificados com o “PureLink PCR Purification Kit” (Invitrogen), seguindo as instruções do fabricante e encaminhados para a plataforma multiusuária de sequenciamento de DNA do Centro de Biológicas UFPE.

Os Cromatogramas foram analisados para a determinação da sequência consenso, utilizando pregap e Gap4 do pacote Staden (STADEN et al., 2000). Após a edição, todas

as sequências foram utilizadas para busca das mais similares depositadas no banco de dados *GenBank* do *NCBI*, utilizando a ferramenta *BLASTn*.

3.6 ANÁLISES FILOGENÉTICAS

Foram realizadas reconstruções filogenéticas para fungos filamentosos e leveduriformes, a partir das regiões ITS e LSU do rDNA, e os genes calmodulina e β -tubulina. As sequências dos fungos foram alinhadas e editadas com MEGA, versão 5,0 (TAMURA et al., 2007). O melhor modelo de nucleotídeo para cada reconstrução filogenética foi obtido usando Topali 2.5 (MILNE et al., 2004). As análises de inferência bayesiana (1 x 10⁶ gerações) e máxima verossimilhança (1.000 bootstraps) foram realizadas, respectivamente, com MrBayes 3.1.2 (RONQUIST; HUELSENBECK 2003) e PhyML (GUINDON; GASCUEL 2003), a partir do Topali 2.5 (**Apêndice A**).

3.7 ANÁLISE DA COMUNIDADE DOS ENDÓFITOS

Para o cálculo da frequência relativa (Fr), o número de isolados de cada espécie (frequência absoluta – Fa) foi dividido pelo número total de isolados, sendo expressa em termos percentuais (BEZERRA et al., 2013). Para determinar a riqueza de espécies, consideraram-se os diferentes hospedeiros (três espécies vegetais), a qual foi mensurada como o número de espécies observadas de acordo com a identificação morfológica e análises filogenéticas das sequências de DNA dos fungos endofíticos. Foram consideradas espécies raras aquelas que apresentaram um ou dois isolados por planta (BEZERRA et al., 2013). Diagramas de Venn foram construídos utilizando a ferramenta <http://bioinformatics.psb.ugent.be/webtools/Venn/>.

A diversidade foi estimada utilizando o índice de Shannon-Wiener (H') ($H' = -\sum (ni / n) \ln (ni / n)$). A diferença entre as médias do índice de diversidade para cada espécie vegetal foi avaliada utilizando a análise de variância (ANOVA) e as médias comparadas utilizando o teste de Tukey ($P < 0,05$). Curvas de rarefação foram realizadas para indicar se o número de unidades amostrais foi suficiente para capturar totalmente a riqueza de espécies utilizando funções do pacote do R 'iNEXT' (HSIEH et al., 2016). O estimador Jackknife de primeira ordem (Jackknife1) foi calculado utilizando a função `specpool` do pacote `Vegan` no software estatístico R (<http://www.R-project.org>).

Análise de Coordenadas Principais (PCoA) com base em dissimilaridades de Jaccard foi usada para visualizar a composição da comunidade de fungos endofíticos entre as espécies vegetais. Análise de Espécies Indicadoras foi usada para determinar se

algum táxon de fungo endofítico estava significativamente associado à uma (ou mais) das três espécies de plantas estudadas. Espécies foram consideradas indicadoras quando apresentaram $P < 0,05$ e valores indicativos $\geq 25\%$ (DUFRENE; LEGENDRE 1997), realizamos a análise utilizando a função *indval* do pacote labdsv no software estatístico R (<http://www.R-project.org>).

4 RESULTADOS

ARTIGO 1 - COMUNIDADE DE FUNGOS ENDOFÍTICOS EM FOLHAS DE CUCURBITACEAE CULTIVADAS NO SEMIÁRIDO DO BRASIL

Resumo

Os fungos endofíticos desempenham importante papel ecológico quando associados as plantas de ambientes semiáridos. Portanto, para melhor entender a distribuição desses fungos em plantas dessas regiões avaliamos a comunidade de fungos endofíticos em folhas de três espécies vegetais cultivada na região semiárida do Nordeste do Brasil: *Citrullus lanatus*, *Cucurbita moschata* e *Cucumis melo*. Um total de 706 fungos endofíticos, distribuídos em 66 espécies foram encontrados. A micobiota associada é composta principalmente por ascomicetos, 93% do total de táxons obtidos. Dothideomycetes, Eurotiomycetes e Sordariomycetes foram as classes mais frequentes. Não registramos diferenças na diversidade ou composição da comunidade de *C. lanatus* e *C. melo*, mas observamos diferenças significativas na composição e diversidade da comunidade de fungos endofíticos associados a *C. moschata*.

Introdução

Fungos endofíticos ocorrem em tecidos vegetais saudáveis sem causar danos à planta hospedeira (ARNOLD 2007; BEZERRA et al., 2017). Esses fungos são conhecidos como um grupo polifilético de grande diversidade, atuam promovendo o crescimento da planta e contribuindo para adaptação do vegetal ao estresse abiótico e biótico, aumentando a resistência à seca e estresse hídrico, assim como a tolerância a altas temperaturas e alta salinidade (REDMAN et al., 2002; ARNOLD et al., 2003; WALLER et al., 2005; ALY et al., 2010).

Alguns estudos mostram a importância da contribuição ecológica desses fungos em plantas de regiões secas. Essas regiões constituem um ambiente promissor de

pesquisas para examinar e caracterizar a relação simbiótica entre plantas e fungos (KHIDIR et al., 2010). A ecologia e a comunidade de fungos endofíticos em plantas dessas regiões podem ser influenciadas por muitos fatores, como temperatura, umidade, precipitação, características nutricionais da planta (PIETERSE et al., 2018), estágio fenológico (DALAL; KULKARNI 2014); preferências por órgãos e tecidos (GAZIS; CHAVERRI 2010), além do hospedeiro (SAIKKONEN 2007). Esses fatores podem desempenhar um papel importante na determinação da composição da comunidade de fungos endofíticos. Entender como eles afetam a distribuição desses fungos pode ajudar a projetar um gerenciamento adequado do ecossistema, especialmente em regiões áridas e semiáridas (DOUST et al., 2019).

Na literatura, os fatores ambientais são bem documentados e mostram que estão correlacionados com a composição da comunidade de fungos endofíticos (ESCHEN et al., 2010; ZIMMERMAN; VITOUSEK 2012; WHITAKER et al., 2018). Estudos anteriores mostram, também, que diferentes espécies hospedeiras possuem distintas comunidade de fungos endofíticos. Em um estudo realizado por Kembel; Mueller (2014) em diferentes espécies vegetais, em uma floresta tropical, foi observado que a identidade taxonômica das árvores poderia explicar mais da metade da diferença na composição da comunidade de fungos. Em outra pesquisa, Liu et al. (2019) evidenciaram diferenças significativas na comunidade de fungos endofíticos associada a espécies hospedeiras filogeneticamente relacionadas.

Apesar de vários estudos relatarem a associação estabelecida entre fungos endofíticos e diversos vegetais, poucos detalharam a comunidade de fungos associados às espécies de Cucurbitaceae. Por exemplo, Mu et al. (2010) exploraram a comunidade de fungos endofíticos em 40 plantas de pepino (*Cucumis sativus*) sem sintomas, incluindo diferentes cultivares em diferentes estágios de desenvolvimento em Yanqing de Pequim, China. Huang; Jiang (2015) investigaram a comunidade de fungos endofíticos em diversos órgãos de melão amargo (*Momordica charantia*) em cinco locais na província de Guangdong, China. Em outro estudo, Xia et al. (2019) estudaram a diversidade de fungos endofíticos em várias espécies de plantas de cultivo orgânico e convencional nos Estados Unidos, incluindo *Citrullus lanatus* (melancia).

A família Cucurbitaceae Juss. (1789) é de grande importância econômica mundial, compreende cerca de 96 gêneros e aproximadamente 1000 espécies distribuídas principalmente nas regiões tropicais e subtropicais do mundo, com poucas espécies em

regiões temperadas (SCHAEFER; RENNER 2016). Vinte oito gêneros e 159 espécies estão distribuídos em todas as regiões brasileiras, em diferentes fitofisionomias, dos quais 23 gêneros e 74 espécies são encontrados na região Nordeste (FLORA DO BRASIL, 2020). No Mundo destacam-se como principais representantes de importância econômica o melão (*Cucumis melo*, L.), a melancia (*Citrullus lanatus* (Thunb.) Matsun et Nakai), as abóboras (*Cucurbita maxima*, Duchesne, *C. moschata*, Duchesne, *C. pepo*, L.), o pepino (*Cucumis sativus* L.), o chuchu (*Sechium edule*) e o maxixe (*Cucumis anguria* L.) (FILGUEIRA 2003). Outros gêneros importantes da família são *Trichosanthes*, *Benincasa*, *Mormodica*, *Bryonopsis* e *Corallocarpus*, esses membros são ricos em cucurbitacinas (terpenos com propriedades citotóxica, antitumoral, anti-inflamatória, antifertilizante, curativa e antimicrobiana).

A distribuição de fungos endofíticos em plantas de regiões secas é uma pergunta intrigante e para entender melhor a dinâmica ecológica desse grupo fungos em folhas de Cucurbitaceae, analisamos a diversidade e o perfil da comunidade fúngica endofítica associada a: *Citrullus lanatus*, *Cucurbita moschata* e *Cucumis melo* cultivadas na região semiárida. Focamos como principal hipótese que a distribuição dos fungos endofíticos seja modulada pela espécie hospedeira.

RESULTADOS

Diversidade de fungos endofíticos

Foram utilizados 2.592 fragmentos foliares para isolamento de fungos, dos quais 706 fungos endofíticos foram recuperados. Com base em caracteres morfológicos e análises filogenéticas (Apêndice A), foram identificados 39 gêneros e 66 espécies de fungos endofíticos distribuídos entre os filos Ascomycota, Basidiomycota e Mucoromycota (**Tabela 1**).

Do total de fungos isolados, 646 eram filamentosos e 60 foram leveduriformes. Os isolados fúngicos foram principalmente Ascomycota (93% dos isolados), com alta frequência relativa de organismos das classes Dothideomycetes (379 isolados, 53.68%) Eurotiomycetes (166 isolados 23.51%) e Sordariomycetes (88 isolados 12.46%). Os 658 isolados pertencentes ao filo Ascomycota foram atribuídos a 13 ordens: Pleosporales (307 - 46.66%), Eurotiales (166 - 25.23%), Capnodiales (54 - 8.21%), Glomerellales (40 - 6.08%), Saccharomycetales (25 - 3.8%), Xylariales (25 - 3.8%), Sordariales (14 - 2.13%), Dothideales (12 - 1.82%), Hypocreales (5 - 0.76%), Mycosphaerellales (4 -

0.61%), Coniochaetales (2 - 0.3%), Botryosphaeriales (2 - 0.3%) e Myrmecridiales (2 - 0.3%). Para o filo Basidiomycota, foram encontrados representantes de quatro classes: Ustilaginomycetes (23 isolados - 3.26%), Tremellomycetes (11 isolados - 1.56%), Agaricomycetes (3 isolados - 0.42%) e Microbotryomycetes (1 isolado - 0.14%), os quais estão distribuídos em seis ordens. Mucoromycota foi representado por apenas uma classe e uma ordem, Mucoromycetes (10 isolados - 1.42%) e Mucorales, respectivamente.

A comunidade de fungos endofíticos associada as espécies de cucurbitáceas foi dominante por fungos pertencentes as classes Dothideomycetes e Eurotiomycetes. Os gêneros *Alternaria* (29,18%), *Aspergillus* (15,7%), *Cladosporium* (7,65%), *Exserohilum* (7,64%) e *Penicillium* (7,51%) foram os mais frequentes (**Tabela1**). Quatro espécies se destacaram com os maiores valores de frequência relativa, *Alternaria* sp.1 (150 isolados - 21,25 %), *Aspergillus austroafricanus* (108 isolados - 15,3%), *Alternaria* sp.2 (56 isolados - 7,93%) e *Penicillium oxalicum* (53 isolados - 7,51%).

De todas as espécies encontradas, 38 foram representadas por um ou dois isolados e foram consideradas espécies raras. Apenas cinco (7,5%) espécies de fungos endofíticos foram comuns nas três espécies de plantas. A microbiota endofítica analisada em plantas de cucurbitáceas é dominada por um grupo de espécies raras ou ocasionais. Além disso, alguns isolados mostraram uma baixa similaridade com as sequências encontradas no banco de dados do GenBank, sugerindo novos taxóons de fungos para a ciência. A maioria das espécies encontradas neste estudo é comumente relatada como endofíticas em plantas tropicais, contudo, *Perenniporia centrali-africana* e *Mucor merdicola*, estão sendo listadas pela primeira vez como espécies endofíticas para mundo (Silva et al., 2019).

Tabela 1 – Espécies de fungos endofíticos com frequência absoluta (fa), frequência relativa (Fr), e espécies indicadoras com respectivo valor indicador (IV) e valor P (*P*) isoladas de folhas sadias de *Cucurbita moschata*, *Citrullus lanatus* e *Cucumis melo* cultivadas no semiárido brasileiro.

Código	Ascomycota	<i>C. moschata</i>	<i>C. lanatus</i>	<i>C. melo</i>	fa	Fr (%)	IV (%)	<i>P</i>
M165, ME419, B848	<i>Alternaria</i> sp.1	32	108	10	150	21,25	44	0.001
B931	<i>Alternaria</i> sp.2	56	-	-	56	7,93	75	0.001
M251	<i>Annulohyphoxylon</i> sp.	-	1	-	1	0,14	2,7	1,00
ME432, M252	<i>Aspergillus austroafricanus</i> Jurjević, S.W. Peterson & B.W. Horn	-	19	62	81	11,47	44	0.001
M260, ME442	<i>Aspergillus sydowii</i> (Bainier & Sartory) Thom & Church	-	6	15	21	2,97	17	0,011
ME382	<i>Aspergillus hortai</i> (Langeron) C.W. Dodge	-	-	1	1	0,14	27	1,00
ME384	<i>Aspergillus tamaris</i> Kita	-	-	1	1	0,14	27	1,00
ME441, ME312	<i>Aspergillus flocculosus</i> Frisvad & Samson	-	-	3	3	0,42	8,3	0,101
ME292	<i>Aspergillus subramaniani</i> Visagie, Frisvad & Samson	-	-	1	1	0,14	2,7	1,00
B709	<i>Aspergillus pseudoglaucus</i> Blochwitz	1	-	-	1	0,14	2,7	1,00
B1009	<i>Aspergillus</i> sp.	2	-	-	2	0,28	5,5	0,322
M141, ME281	<i>Amesia</i> sp.	-	3	1	4	0,57	6,2	0,315
M209	<i>Aureobasidium</i> sp.	1	4	1	6	0,85	3,7	0,780
B649, ME492, M493	<i>Aureobasidium melanogenum</i> (Herm.-Nijh.) Zalar, Gostinčar & Gunde-Cim.	1	4	1	6	0,85	3,7	0,769
M173	<i>Candida parapsilosis</i> (Ashford) Langeron & Talice	-	25	-	25	3,6	11	0.001
B993	<i>Cercospora musigena</i> Crous & U. Braun	4	-	-	4	0,57	11	0,044
B849	<i>Colletotrichum</i> sp. 1	19	-	-	19	2,69	41	0.001
B1009	<i>Colletotrichum</i> sp. 2	1	-	-	1	0,14	2,7	1,00
B892	<i>Colletotrichum</i> sp. 3	6	-	-	6	0,85	11	0,027
B638	<i>Colletotrichum</i> sp. 4	9	-	-	9	1,27	11	0,032
B754	<i>Corynascus similis</i> Stchigel, Cano & Guarro,	7	-	-	7	0,99	19	0.003
B1049	<i>Coniochaeta</i> sp.	2	-	-	2	0,28	5,5	0,316
B895	<i>Curvularia aerea</i> (Wakker) Boedijn	2	-	-	2	0,28	2,7	1,00
M133	<i>Curvularia caricae-papayae</i> H.P. Srivast. & Bilgrami	-	2	-	2	0,28	5,5	0,340
M122	<i>Curvularia brachyspora</i> Boedijn	-	2	-	2	0,28	5,5	0,332
M25	<i>Curvularia subpapendorffii</i> (Mouch.) Manamgoda, Rossman & K.D. Hyde	-	2	-	2	0,28	2,7	1,00
M206	<i>Curvularia spicifera</i> (Bainier) Boedijn	-	2	-	2	0,28	5,5	0,342
ME280, ME330	<i>Curvularia verruculosa</i> Tandon & Bilgrami ex M.B. Ellis	-	-	11	11	1,56	13	0,013
M256, ME416	<i>Cladosporium</i> sp.	-	29	11	40	5,67	28	0.001

Silva, R. M. F. Diversidade de fungos endofíticos em cucurbitáceas...

B1028, ME417	<i>Cladosporium colocasiae</i> Sawada	12	-	2	14	1,98	26	0.001	
ME367	<i>Chaetomium</i> sp.	-	-	1	1	0,14	2.7	1.00	
B764	<i>Chaetomium globosum</i>	2	-	-	2	0,28	5.5	0.308	
M127, B832, B645, E319	<i>Exserohilum rostratum</i> (Drechsler) K.J. Leonard & Suggs	22	4	1	27	3,82	29	0.001	
B974	<i>Exserohilum holmii</i> (Luttr.) K.J. Leonard & Sugg	27	-	-	27	3,82	50	0.001	
M240	<i>Epicoccum</i> sp.	-	1	-	1	0,14	2.7	1.00	
M11, B731	<i>Ectophoma</i> sp. 1	1	1	-	2	0,28	1.3	1.00	
B689	<i>Ectophoma</i> sp. 2	4	-	-	4	0,57	8.3	0.101	
B701	<i>Fusarium</i> sp.	1	-	-	1	0,14	2.7	1.00	
B986	<i>Gibellulopsis</i> sp. (Pethybr.) Zare, W. Gams & Summerb	5	-	-	5	0,71	8.3	0.109	
M219	<i>Hypoxylon monticulosum</i> Mont.	-	1	-	1	0,14	2.7	1.00	
B699	<i>Macrophomina pseudophaseolina</i> Crous, M.P. Sarr & Ndiaye	2	-	-	2	0,28	5.5	0.302	
M254, ME499	<i>Myrmecridium</i> sp.	-	1	1	2	0,28	2.7	1.000	
ME297	<i>Neocosmospora falciformis</i> (Carrión) L. Lombard & Crous	-	-	1	1	0,14	2.7	1.00	
M91, ME287	<i>Nigrospora</i> sp.	-	3	7	10	1,42	11	0.077	
B913	<i>Nigrospora hainanensis</i> Mei Wang & L. Cai	13	-	-	13	1,84	19	0.002	
M54, B820	<i>Preussia</i> sp.	13	1	-	14	1,98	28	0.001	
M245	<i>Preussia citrullina</i> R.M.F. Silva, R.J.V. Oliveira, Souza-Motta, J.L. Bezerra & G.A. Silva	-	1	-	1	0,14	2.7	1.000	
ME313	<i>Preussia mínima</i> (Auersw.) Arx	-	-	1	1	0,14	2.7	1.000	
M203	<i>Periconia macrospinosa</i> Lefebvre & Aar.G. Johnson	-	1	-	1	0,14	2.7	1.000	
M147, B964	<i>Periconia</i> sp.	1	1	-	2	0,28	1.3	1.000	
ME370	<i>Penicillium oxalicum</i> Currie & Thom	-	-	53	53	7,51	55	0.001	
M241, M142	<i>Simplicillium filiforme</i> R.M.F. Silva, R.J.V. Oliveira, Souza-Motta, J.L. Bezerra & G.A. Silva	-	2	-	2	0,28	5.5	0.332	
ME283	<i>Sarocladium implicatum</i> (J.H. Mill., Giddens & A.A. Foster) A. Giraldo, Gené & Guarro	-	-	1	1	0,14	2.7	1.000	
M255	<i>Talaromyces</i> sp. 1	-	1	-	1	0,14	2.7	1.000	
ME504	<i>Talaromyces</i> sp. 2	-	-	1	1	0,14	2.7	1.00	
Basidiomycota									
B982	<i>Coprinopsis calospora</i> (Bas & Uljé) Redhead, Vilgalys & Moncalvo	1	-	-	1	0,14	0.27	1.00	
M244	<i>Cryptococcus albidus</i> var. <i>albidus</i> (Saito) C.E. Skinner	-	2	-	2	0,28	5.5	0.307	
M248, M223, B263, ME500	<i>Dirkmeia churashimaensis</i> (T. Morita, Y. Ogura, M. Takash., N. Hirose, T. Fukuoka, Imura, Y. Kondo & Kitamoto) F.Y. Bai, Q.M. Wang, Begerow & Boekhout	1	20	1	22	3,12	25	0.003	

Silva, R. M. F. Diversidade de fungos endofíticos em cucurbitáceas...

M241	<i>Papiliotrema laurentii</i> (Kuff.) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout	-	5	2	7	0,99	7.9	0.212
M143	<i>Papiliotrema</i> sp.	-	1	-	1	0,14	2.7	1.000
M208	<i>Pseudozyma</i> sp.	-	1	-	1	0,14	2.7	1.000
M239	<i>Perenniporia centrali-africana</i> Decock & Mossebo	-	1	-	1	0,14	2.7	1.000
M271	<i>Pleurotus djamor</i> (Rumph. ex Fr.) Boedijn	-	1	-	1	0,14	2.7	1.000
M262	<i>Rhodotorula</i> sp.	-	1	-	1	0,14	2.7	1.000
B772	<i>Trichosporon asahii</i> var. <i>asahii</i> Akagi ex Sugita, A. Nishikawa & Shinoda	1	-	-	1	0,14	2.7	1.000
Mucoromycota								
B723	<i>Mucor merdicola</i> C.A.F. de Souza & A.L. Santiago	10	-	-	10	1,42	16	0.007
	Total	259	257	190	706	100,00		

Obs: táxons em negritos são considerados indicadores ($IV \geq 25\%$, $P < 0.05$).

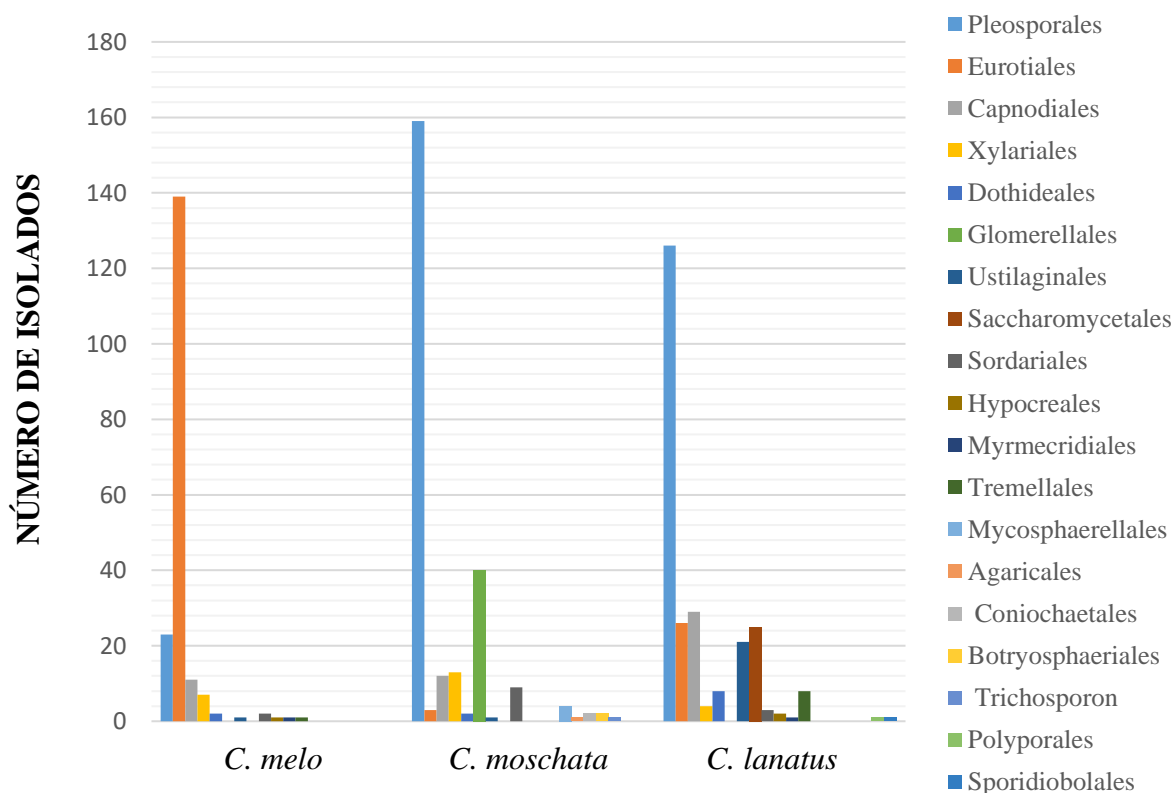
Composição da comunidade de fungos endofíticos por hospedeiro

A influência das espécies de cucurbitáceas na composição da microbiota endofítica foi investigada e a distribuição dos principais grupos taxonômicos nas três espécies vegetais examinadas foi comparada.

As três espécies vegetais compartilharam um padrão semelhante de distribuição das principais ordens (**Gráfico 1**), com algumas diferenças. Pleosporales e Eurotiales foram os grupos de fungos mais abundantes, sendo Pleosporales o mais frequente em *C. moschata* e *C. lanatus*, seguido por Eurotiales que foi mais abundante em *C. melo*. Algumas ordens como Glomerellales e Saccharomycetales foram especialmente abundantes especificamente em *C. moschata* e *C. lanatus*, respectivamente.

Alternaria foi o gênero dominante em *C. moschata* e *C. lanatus*. No entanto, *C. melo* teve *Aspergillus* e *Penicillium* como os mais frequentes. Dentre as espécies, *Alternaria* sp.2 e *Alternaria* sp.1 foram as mais frequentes para *C. moschata*. Enquanto em *C. lanatus* *Alternaria* sp.1 foi a mais representativa. Já em folhas de *C. melo* *Aspergillus austroafricanus* e *Penicillium oxalicum* foram as espécies dominantes.

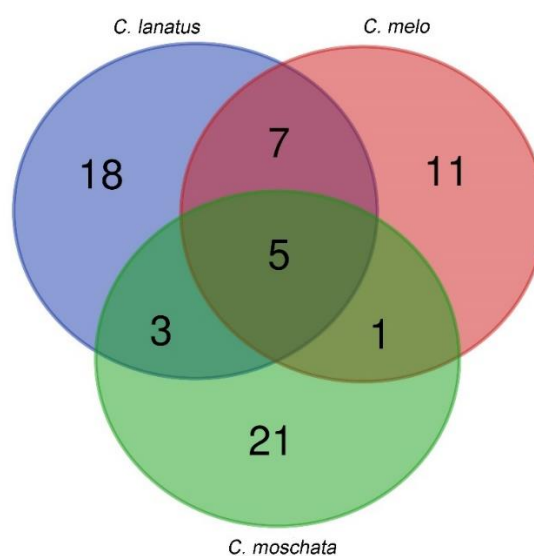
Gráfico 1- Distribuição dos grupos de ascomicetos como endófitos das espécies de Cucurbitaceae (*Cucumis melo*; *Cucurbita moschata* e *Citrullus lanatus*).



Para melhor elucidar a distribuição das espécies de fungos entre as três espécies de plantas, diagramas de venn foram construídos (**Figura 3**). Apenas cinco espécies, *Alternaria* sp.1, *Aureobasidium* sp., *Aureobasidium melanogenum*, *Exserohilum rostratum* e *Dirkmeia churashimaensis* foram comuns aos três táxons de cucurbitáceas. As plantas de *C. lanatus* e *C. melo* compartilharam sete táxons, os quais não foram encontrados em *C. moschata* (*Aspergillus austroafricanus*, *Aspergillus sydowii*, *Amesia* sp., *Cladosporium* sp., *Myrmecridium* sp. *schulzeri*, *Nigrospora* sp. e *Papiliotrema laurentii*). Três táxons foram comuns as espécies *C. lanatus* e *C. moschata*, (*Ectophoma* sp.1 *Periconia* sp. e *Preussia* sp.). Já as plantas *C. melo* e *C. moschata* compartilharam apenas um táxon, *Cladosporium colocasiae*.

Os diagramas, que ilustram o compartilhamento de táxons de fungos entre as espécies vegetais, revelaram muitas espécies únicas que ocorriam em apenas uma espécie vegetal. Das 66 espécies encontradas, 18 ocorreram apenas em *C. lanatus*, 21 foram exclusivas de *C. moschata* e 11 foram encontradas apenas em *C. melo*. A análise de espécies indicadoras identificou 14 espécies como boas indicadoras para as diferentes plantas estudadas. Oito delas para *C. moschata*, quatro para *C. lanatus* e duas para *C. melo* (**Tabela 1**). *Alternaria* sp.2 (IV 75%) e *Exserohilum holmii* (IV 50%) foram consideradas as melhores espécies indicadoras para *C. moschata*. Enquanto *Alternaria* sp.1 (IV 44%) foi a melhor para *C. lanatus*. Em *C. melo*, apenas *Aspergillus austroafricanus* (IV 44%) e *Penicillium oxalicum* (IV 55%) tiveram valores de espécies indicadoras significativos.

Figura 3- Diagrama de Venn indicando o número de espécies comuns entre *Citrullus lanatus*, *Cucumis melo* e *Cucurbita moschata*..



As curvas de rarefação para cada planta foram feitas para investigar a relação entre o número de táxons de fungos obtidos no estudo e o esforço amostral (**Figura 4**). Nenhuma das curvas atingiram a assíntota, indicando que o número total de espécies esperadas não foi encontrado, isso sugere que a riqueza continuaria a aumentar com um maior esforço amostral. Com base no Jackknife de primeira ordem (Jackknife 1), a riqueza estimada foi de 48 táxons para *C. lanatus*, no entanto apenas 33 espécies foram recuperadas, correspondendo a 68%. Para *C. moschata* estimou-se 40 espécies, onde 30 foram recuperadas, correspondendo a 82% da riqueza estimada. Já para *C. melo* a riqueza estimada era de 38 espécies, onde 24 foram recuperadas, correspondendo a 63%. Apesar do número de táxons isolados por espécies de planta ser semelhante, estatisticamente o índice Shannon-Wiener (H') revelou que *C. moschata* apresenta a maior diversidade de fungos endofíticos, enquanto *C. lanatus* e *C. melo* apresentaram níveis de diversidade semelhantes (**Figura 5**).

Figura 4- Curvas de rarefação do número de espécies de fungos endofíticos em relação ao número de amostras para cada espécie vegetal, A- *Citrullus lanatus*, B- *Cucurbita moschata*, C- *Cucumis melo*.

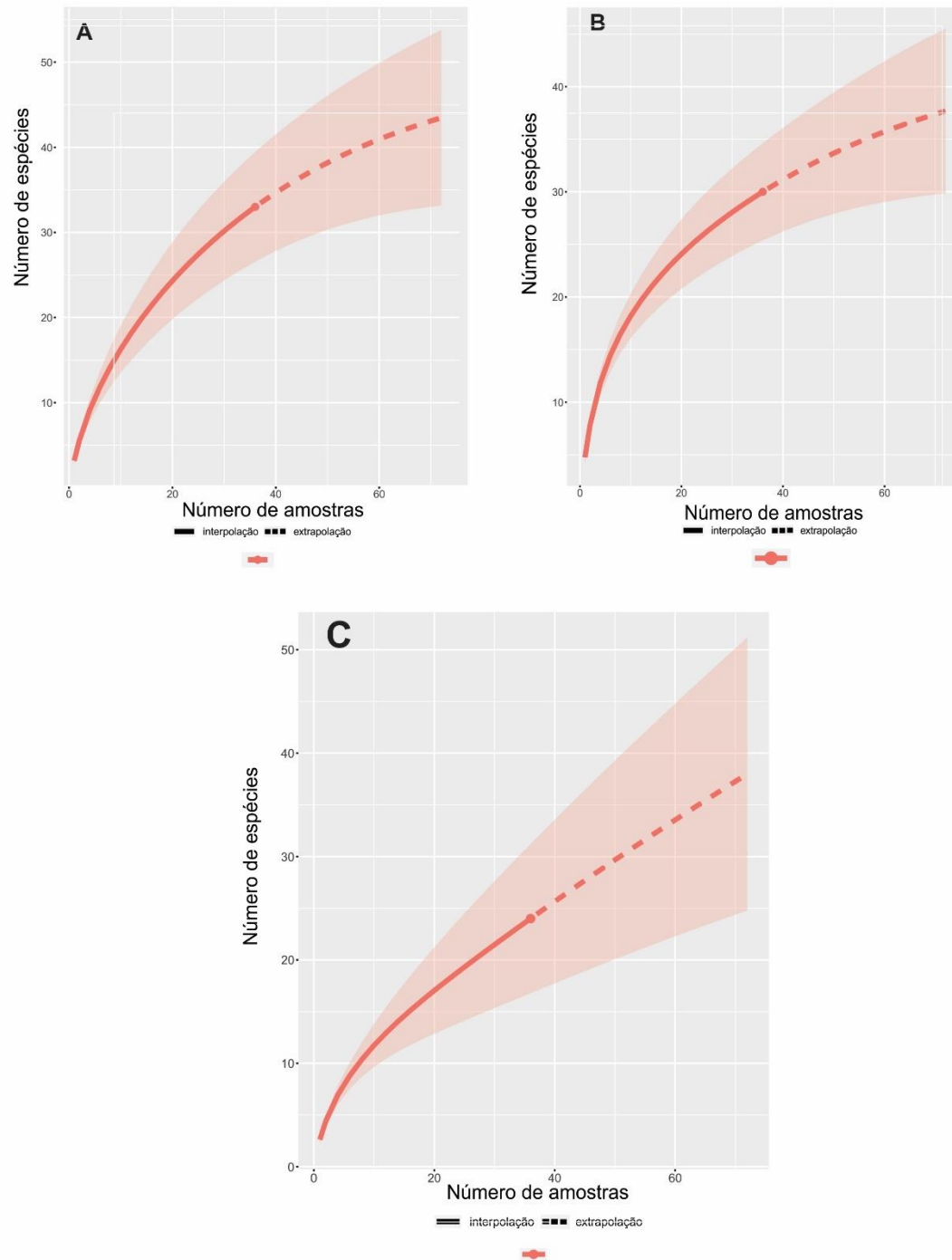
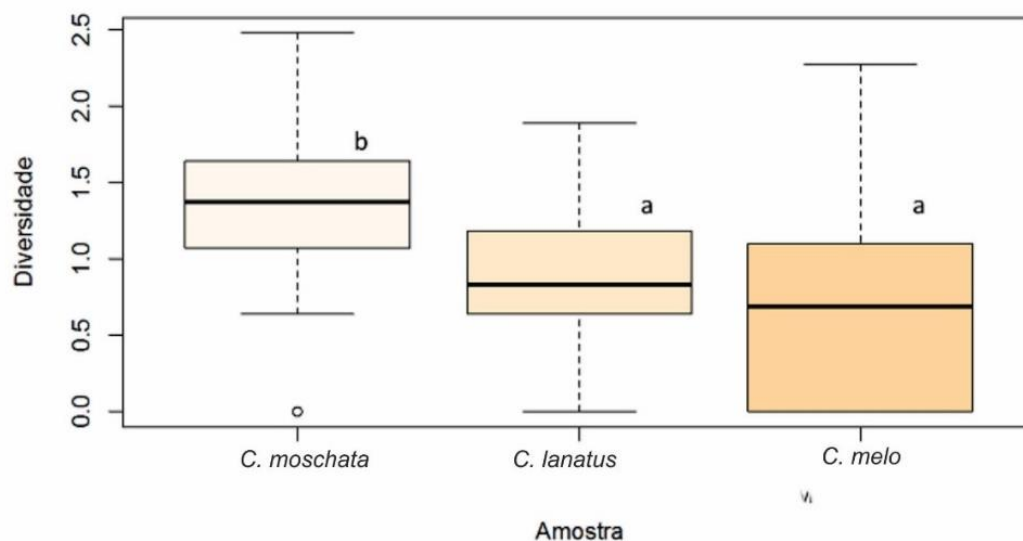
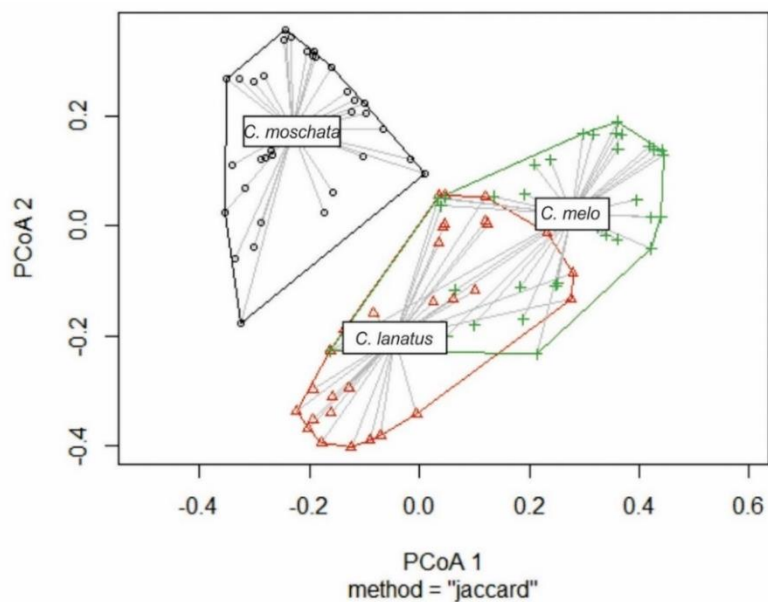


Figura 5- Índice de diversidade de Shannon-Wiener (H') de fungos endofíticos encontrados em (*Cucurbita moschata*, *Citrullus lanatus* e *Cucumis melo*). Letras diferentes indicam diferença significativa (Tukey ao nível de $P < 0,05$).



A análise de Coordenadas Principais (PCoA) indicou que a comunidade de fungos endofíticos de *C. moschata* difere dos fungos associados as folhas de *C. lanatus* e *C. melo*. Porém há uma sobreposição na composição da comunidade de fungos associados a *C. lanatus* e *C. melo*, sugerindo que os dois hospedeiros possuem um perfil de comunidade de fungos endofíticos semelhante (**Figura 6**).

Figura 6-Análise de Coordenadas (componentes) Principais (PCoA) baseado na dissimilaridade de Jaccard, mostrando a influência das espécies hospedeiras na composição da comunidade de fungos endofíticos em espécies filogeneticamente próximas (*Cucurbita moschata*, *Citrullus lanatus* e *Cucumis melo*).



DISCUSSÃO

Analisamos a diversidade e a composição da comunidade de fungos endofíticos em três espécies de Cucurbitaceae cultivadas no semiárido brasileiro. Em geral a microbiota associada é composta principalmente por ascomycetos que representaram 93% do total de táxons obtidos. Dothideomycetes, Eurotiomycetes e Sordariomycetes foram as classes mais frequentes. Observamos um número relativamente baixo de espécies dominantes e um número consideravelmente alto para espécies raras. Esse padrão de distribuição também foi observado em outros estudos que investigaram a comunidade de endófitos foliares (HOFFMAN; ARNOLD, 2007; CORREIA et al., 2017; SANTAMARIA et al., 2018), sugerindo que provavelmente há espécies sem preferência de hospedeiro e adaptadas a várias condições, enquanto outras podem ter uma certa preferência ecológica sendo mais restritas em suas distribuições (SANTAMARIA et al., 2018). O domínio dos ascomycetos e a baixa proporção de táxons de basidiomicetos e zygomycetos na microbiota endofítica do presente estudo, também é observado na maioria das pesquisas que investigam a comunidade de fungos endofíticos em regiões tropicais (ARNOLD, 2007; LORO et al., 2012; BEZERRA et al., 2013; GARCÍA et al., 2013; ZIDA et al., 2014; REN et al., 2019). Além disso, as classes citadas possuem membros cosmopolitas, comumente encontrados como endófitos, patógenos ou sapróbios (SCHOCH et al., 2006; HONGSANAN et al., 2017; LUO et al., 2017).

Todas as espécies vegetais apresentaram muitos táxons exclusivos. No entanto, os grupos de fungos mais abundantes (Pleosporales e Eurotiales) ocorreram em todas as espécies de Cucurbitaceae. Porém, Pleosporales foi mais dominante na comunidade de *C. moschata* e *C. lanatus*, enquanto Eurotiales foi dominante em *C. melo*. Essas ordens são cosmopolitas e comumente registradas em vários estudos de diversidade de fungos endofíticos em regiões tropicais (FERNANDES et al., 2015; PÁDUA et al., 2018; Li et al. 2018; LACERDA et al., 2018; RASHMI et al., 2019). Resultados semelhantes foram observados por Xia et al., (2019) estudando a diversidade de fungos endofíticos em várias espécies de plantas em cultivo orgânico e convencional no Estados Unidos, incluindo *Citrullus lanatus*. Esses grupos de fungos também já foram isolados de plantas como, *Bouteloua gracilis* no deserto no Novo México (PORRAS-ALFARO et al., 2008) e em folhas de *Myracrodruon urundeuva* (Anacardiaceae) na floresta tropical seca brasileira (PÁDUA et al., 2018).

Neste estudo os fungos dominantes estão distribuídos nos gêneros *Alternaria*, *Aspergillus*, *Cladosporium*, *Exserohilum* e *Penicillium*. Todos possuem representantes patogênicos de cucurbitáceas (BASHIR et al., 2011; PAUL et al., 2015; DUCHOVSKIENĚ; KUPČINSKIENĚ 2017; CHOUDHARY et al., 2018; PORNSURIYA; CHITPHITHAK 2018). No entanto, já foram relatados como endófitos de diversos vegetais incluindo *Momordica charantia* (melão amargo) (HUANG; JIANG 2015) e *Citrullus lanatus* (melancia) (XIA et al., 2019). Além disso, alguns podem desempenhar papéis significativos no crescimento das plantas, absorção de nutrientes e defesa contra patógenos (JAGROOP et al. 1991; AHMAD et al., 2010; SU et al., 2011). Nossos resultados foram semelhantes a outros estudos, como o observado por NIU et al. (2010) que relataram a presença de 20 diferentes táxons de fungos endofíticos em 40 plantas de cucurbitáceas, entre os principais gêneros identificados estavam *Alternaria*, *Aspergillus*, *Chaetomium* e *Cladosporium*. Esses fungos são generalistas e possivelmente evoluíram com as adaptações necessárias para prosperar em uma variedade de hospedeiros e diversos ambientes (RASHMI et al., 2019). A observação de várias espécies indicadoras para as diferentes espécies de Cucurbitaceae sugere que, além do hospedeiro, é possível que as condições ambientais favoreçam a esporulação e distribuição dessas espécies (DE ASSIS et al., 2016).

Aproximadamente 57% do total das espécies encontradas foram isoladas apenas uma ou duas vezes, sugerindo que o aumento da amostragem revelaria uma maior diversidade de fungos endofíticos nas espécies de cucurbitáceas, isto é apoiado pelo nosso resultado na curva de rarefação, que também indica que a diversidade de fungos continuaria a aumentar com um maior esforço amostral. Este resultado é um padrão frequentemente encontrado em estudos de ecologia de comunidade de fungos endofíticos em ambientes tropicais (BEZERRA et al., 2013; OONO et al., 2015; CLAY et al., 2016; VAZ et al., 2018, PÁDUA et al., 2018). Loro et al. (2012) estudando a comunidade de fungos endofíticos em gramíneas na região semiárida na Venezuela relataram que 19% dos gêneros foram representados por um único isolado. Segundo Santamaria et al. (2018) algumas espécies podem ter uma menor capacidade de propagação sendo mais restritas na sua disseminação. Esses endófitos, também, tendem a ser específicos ao hospedeiro, o que pode influenciar sua distribuição e gerar certa preferência dos endófitos por algumas espécies vegetais (CHAUHAN et al.,

2019). O papel ecológico e a especificidade com o hospedeiro das espécies raras ainda são desconhecidas (ARNOLD, 2007).

A composição e a diversidade dos fungos endofíticos podem ser influenciadas por uma variedade de fatores, como o hospedeiro e condições ambientais locais (LAU et al., 2013; PERŠOH 2013; ZHANG; YAO 2015). Nossos resultados mostraram que a composição e a diversidade da comunidade de endófitos associada a *C. moschata* difere da comunidade de *C. lanatus* e *C. melo*, as quais possuem um perfil mais semelhante. Embora as três espécies de plantas filogeneticamente pertencem à mesma família e subfamília, elas diferem por estarem em tribos diferentes (SCHAEFER; RENNER 2011). Possivelmente as diferentes espécies vegetais estejam influenciando a estrutura da comunidade de fungos endofíticos, indicando que talvez haja algum grau de especificidade ao hospedeiro. Pesquisas anteriores verificaram resultados semelhantes ao presente estudo, Dastogeer et al. (2018) e Liu et al. (2019), observaram que a estrutura da comunidade de endófitos em diferentes espécies de *Nicotina* e *Ficus*, respectivamente, foi altamente influenciada pelo hospedeiro. Segundo Liu et al. (2019) a identidade do hospedeiro é o principal fator a moldar a composição da comunidade de fungos endofíticos em espécies vegetais que compartilham um habitat semelhante. Além disso, as diferenças observadas na diversidade de fungos entre as plantas, também, podem estar correlacionadas às características intrínsecas de cada hospedeiro, como características físicas e químicas da folha, as quais podem mediar as interações entre os endófitos, influenciando na composição da comunidade de fungos no hospedeiro (CORREIA et al., 2018; LIU et al., 2019).

Para entender melhor a estrutura da composição das comunidades de fungos endofíticos é necessário um estudo mais amplo utilizando diversos fatores, além do hospedeiro. Nesta pesquisa, relatamos que a espécie hospedeira pode ser um fator principal que molda a composição da comunidade de fungos endofíticos, no entanto é necessária uma investigação mais profunda para fornecer respostas ambientais que estão relacionadas a ocorrência desses organismos de acordo com as plantas hospedeiras.

5 CONSIDERAÇÕES FINAIS

Os fungos endofíticos já foram encontrados colonizando os tecidos em todas espécies de plantas até o momento estudadas, esses fungos estabelecem um conjunto diversificado de interações biológicas com os hospedeiros vegetais em diferentes ambientes. O presente estudo revelou que as espécies de Cucurbitaceae cultivadas na região semiárida possuem uma rica diversidade de fungos endofíticos, um número predominante de espécies raras, registro de novos táxons para ciência e ocorrência de espécies registradas pela primeira vez como endófito para mundo. Além disso, a diversidade e composição da comunidade de fungos endofíticos em diferentes espécies vegetais na região semiárida do Brasil são influenciadas, principalmente, pela espécie hospedeira.

Devido as condições ambientais, as regiões semiáridas e áridas constituem um ambiente promissor de pesquisas para examinar e caracterizar a relação simbiótica entre plantas e fungos. Entender os possíveis fatores que moldam a composição de fungos em relação ao hospedeiro nessas regiões pode contribuir para compreensão do papel ecológico desses organismos além de gerar subsídios para futuros estudos.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- AJURU, M.; NMOM F. A Review on the Economic Uses of Species of Cucurbitaceae and Their Sustainability in Nigeria. **American Journal of Plant Biology**, 2:17-24, 2017.
- ALURAPPA R. et al. Endophytic Fungi and Bioactive Metabolites Production: an update. In: **Microbial Biotechnology**. Springer, Singapore, 455–482, 2018.
- ARNOLD, A.E., et al. Are tropical fungal endophytes hyperdiverse? **Ecology Letters** 3:267-274, 2000.
- ALY, A.H. et. al. Fungal endophytes from higher plants: a prolific source of phytochemicals and other bioactive natural products. **Fungal diversity**, 41: 1-16, 2010.
- ARAÚJO WL, Manual: isolamento de microrganismos endofíticos. **ESALQ**, Piracicaba, p 86, 2002.
- ARNOLD, A.E, et al. Fungal endophytes limit pathogen damage in a tropical tree. **Proceedings of the National Academy of Sciences**, 100:15649–15654, 2003.
- ARNOLD, A.E. et al. Understanding the diversity of foliar endophytic fungi: progress, challenges, and frontiers. **Fungal Biol Rev**, 21:51–66, 2007.
- ARNOLD, A.E.; LUTZONI, F. Diversity and host range of foliar fungal endophytes: are tropical leaves biodiversity hotspots? **Ecology**, 88:541–549, 2007.
- ALI, A.H. et al. Desert Plant-Fungal Endophytic Association: The Beneficial Aspects to their Hosts. The Beneficial Aspects to their Hosts. In **Biol. Forum Int. J** 10:1, 2018.
- AZEVEDO, J.L.; ARAÚJO, W.L. Diversity and Applications of Endophytic Fungi Isolated from Tropical Plants. In: Ganguli, B.N. Deshmukh, S.K. Fungi: Multifaceted Microbes: Nova Delhi. **Anamaya Publishers** 189-207, 2007.
- AZEVEDO, J.L. et al. Endophytic microorganisms: a review on insect control and recent advances on tropical plants. **Electronic Journal of Biotechnology**, 3:15-16, 2000.
- AZEVEDO, J.L.; MELO, I.S.; AZEVEDO, J.L. Microrganismos endofíticos. Ecologia microbiana. Jaguariúna: **Embrapa Meio Ambiente**, 117-137, 1998.
- ALMEIDA, C.V.; YARA, R.; ALMEIDA, M. Fungos endofíticos isolados de ápices caulinares de pupunheira cultivada in vivo e in vitro. **Pesquisa Agropecuaria Brasileira**, 40:467–470, 2005.
- BASTOS, F.G.C. et al. Efeitos de espaçamentos entre plantas na cultura da melancia na Chapada do Apodi, Ceará. **Revista Ciência Agronômica**, 39:240-244, 2008.
- BASHIR, U.; SHAHZADI, R.; JAVED, S. Mycoflora associated with cucurbits. **Mycopath**, 2: 61-65, 2011.

BRAGA, M.B. Produtividade e qualidade do melão em função da cobertura do solo no submédio do vale do São Francisco. **Horticultura Brasileira**, 2009.

BIKASH, B. et al. Physicochemical Assessment of Pumpkin (*Cucurbita pepo* L.) Seed Oil as a Viable Feedstock for Biodiesel Production. In: Kumar S., Sani R., Yadav Y. (eds) Conference Proceedings of the Second International Conference on Recent Advances in Bioenergy Research. **Springer Proceedings in Energy**. Springer, Singapore, 2018.

BEZERRA, J.D.P. et al. Fungal endophytes from cactus *Cereus jamacaru* in Brazilian tropical dry forest: a first study. **Symbiosis**, 60:53–63, 2013.

BEZERRA J.D.P. et al. New endophytic *Toxicocladosporium* species from cacti in Brazil, and description of *Neocladosporium* gen. nov. **IMA Fungus** 8:77-97. 2017.

BEZERRA J.D.P. et al. Richness of endophytic fungi isolated from *Opuntia ficus-indica* Mill. (Cactaceae) and preliminary screening for enzyme production. **World Journal of Microbiology and Biotechnology** 28:1989-1995, 2012.

BEZERRA J.D.P. et al. Why study endophytic fungal community associated with cacti species? In: Azevedo JL, Quecine MC. (eds.) Diversity and benefits of microorganisms from the tropics. **New York, Springer**. 21-35, 2017.

BOGNER, C.W. et al. Fungal root endophytes of tomato from Kenya and their nematode biocontrol potential. **Mycological progress**, 15:30, 2016.

BRUM, M.C.P. et al. Endophytic fungi from *Vitis labrusca* L. ('Niagara Rosada') and its potential for the biological control of *Fusarium oxysporum*. **Genet Mol Res**, 11: 4187-4197, 2012.

BUSSABAN B. et al. Endophytic fungi from *Amomum siamense*. **Can J Bot**, 74:103–114, 2001.

CARVALHO, A.D. et al. Produção de melão e mudanças climáticas: sistemas conservacionistas de cultivo para redução das pegadas de carbono e hídrica. **Embrapa**, – Brasília, 2017.

CORREIA, A.M. et al. Fungal endophyte communities in *Begonia* species from the Brazilian Atlantic rainforest. **Current microbiology**, 75:441–449, 2018.

CARMO, G.A. et al. Teores foliares, acúmulo e partição de macronutrientes na cultura da abóbora irrigada com água salina. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**.15:512–518, 2011.

CLAY, K. et al. Diversity of fungal endophytes in non-native *Phragmites australis* in the Great Lakes. **Biological Invasions**, 18:2703–2716, 2016.

CHAUHAN, N.M.; GUTAMA, A.D.; AYSA, A. Endophytic fungal diversity isolated from different agro-ecosystem of Enset (*Ensete ventericosum*) in Gedeo zone, SNNPRS, Ethiopia. **BMC microbiology**, 19:172, 2019.

- CAMATTI-SARTORI, V. Endophytic yeasts and filamentous fungi associated with southern Brazilian apple (*Malus domestica*) orchards subjected to conventional, integrated or organic cultivation. **Journal of Basic Microbiology: An International Journal on Biochemistry, Physiology, Genetics, Morphology, and Ecology of Microorganisms**, 45:397-402, 2005.
- CONTRERAS-CORNEJO, H. A. Ecological functions of Trichoderma spp. and their secondary metabolites in the rhizosphere: interactions with plants. **FEMS Microbiology Ecology**, 2016.
- CHOUDHARY, M. et al. First Report of Leaf Spot Disease Caused by *Exserohilum rostratum* on Bottle Gourd in India. **Plant disease**, 102: 2042–2042, 2018.
- DASTOGEER, K.M.G. et al. Host Specificity of Endophytic Mycobiota of Wild Nicotiana Plants from Arid Regions of Northern Australia. **Microb Ecol**, 75:74–87, 2018.
- CROUS P.W. et al. Fungal Planet description sheets: 716–784. **Persoonia**, 40: 240– 393, 2018a
- CROUS P.W. et al. Fungal Planet description sheets: 716–784. **Persoonia**, 41:238 – 417
- DALAL, J. M.; KULKARNI, N. S. Population variance and diversity of endophytic fungi in soybean (*Glycine max* (L) Merrill). **Res Rev J Bot Sci**, v. 3, n. 4, p. 33-39, 2014.
- DAHIYA, J.S.; TEWARI, J.P. Plant growth factors produced by the fungus *Alternaria brassicae*. **Phytochemistry**, 30:2825-2828, 1991.
- DANE, F.; LIU, J. Diversity and origin of cultivated and citron type watermelon (*Citrullus lanatus*). **Genet Resour Crop Evol**, 54:1255–1265, 2007.
- DE ASSIS, D.M.A. et al. Community structure of arbuscular mycorrhizal fungi in fluvial and maritime dunes of Brazilian Northeast. **Applied soil ecology**, 108; 136–146, 2016.
- DOUST H, N. et al. Culture-based methods using low-temperature incubation revealed cold-adapted fungal endophytes from semiarid forests. **Forest Pathology**, e12515, 2019.
- DOUANLA-MELI, C., LANGER, E., MOUAFO, F.T. Fungal endophyte diversity and community patterns in healthy and yellowing leaves of *Citrus limon*. **Fungal Ecology**, 6: 212-222. 2013.
- DOMSCH KH, GAMS W, ANDERSON T.H. Compendium of soil fungi. v1. **Academic press**, London, 1980.
- DUFRENE, M.; LEGENDRE, P., Species assemblages and indicator species: the need for a flexible asymmetrical approach. **Ecological Monographs**, 67: 345–366, 1997.
- DRUMOND, M. A. et al. Estratégias para o uso sustentável da biodiversidade da caatinga. **Embrapa Semiárido-Capítulo em livro científico (ALICE)**, 2004.
- DUCHOVSKIENĚ, L.; KUPČINSKIENĚ, E. Wild cucumber *Echinocystis lobata*

(Michx) (Cucurbitaceae) diseases prevalence studies. **Sodininkystė ir Daržininkystė**, 36: 47-57, 2017.

EK-RAMOS, M. J. Et al. Spatial and temporal variation in fungal endophyte communities isolated from cultivated cotton (*Gossypium hirsutum*). **PLoS One**, 8:6, e66049, 2013.

ESCHEN, R. et al. The foliar endophytic fungal community composition in *Cirsium arvense* is affected by mycorrhizal colonization and soil nutrient content. **Fungal Biology**, 114: 991–998, 2010.

Ellis M. B. Dematiaceous Hyphomycetes. CMI, Kew, 1971.

FAETH, S.H.; FAGAN, W.F. Fungal endophytes: common host plant symbionts but uncommon mutualists. **Integrative and Comparative Biology**, 42: 360-368, 2002.

FERREIRA, M.C. et al. Molecular phylogeny, diversity, symbiosis and discover of bioactive compounds of endophytic fungi associated with the medicinal Amazonian plant *Carapa guianensis* Aublet (Meliaceae). **Biochemical Systematics and Ecology**, 59:36-44, 2015.

FURSA, T.B. K sistematike roda *Citrullus* Schrad. (On the taxonomy of genus *Citrullus* Schrad.). **Botanicheski Zhurnal** 57:31–41, 1972.

FAQ, 2017. <http://www.fao.org/faostat/en/#data/QC>. Acessado em 27/06/2018.

FRÖHLICH J, HYDE KD. Biodiversity of palm fungi in the tropics: are global fungal diversity estimates realistic? **Biodivers Conserv** 8:977–1004. 1999.

FLORA DO BRASIL 2020 em construção. Jardim Botânico do Rio de Janeiro. Disponível em: < <http://floradobrasil.jbrj.gov.br/> >. Acesso em: 04 Fev. 2020

LUZ, J.S. et al. Atividade enzimática de fungos endofíticos e efeito na promoção do crescimento de mudas de maracujazeiro-amarelo. **Revista Caatinga**, 19: 128-134, 2006.

GARCÍA E.; ALONSO Á.; PLATAS G.; SACRISTÁN S. The endophytic mycobiota of *Arabidopsis thaliana*. **Fungal Divers** 60:71, 2013.

GAZIS, R.; CHAVERRI, P. Diversity of fungal endophytes in leaves and stems of wild rubber trees (*Hevea brasiliensis*) in Peru. **fungal ecology**, 3:240-254, 2010.

GAMBOA, M.A.; BAYMAN, P. Communities of Endophytic Fungi in Leaves of a Tropical Timber Tree (*Guarea guidonia*: Meliaceae). **Biotropica**, 33: 352-360, 2001.

GONZÁLEZ-TEUBER, M.; VILO, C.; BASCUÑÁN-GODOY, L. Molecular characterization of endophytic fungi associated with the roots of *Chenopodium quinoa* inhabiting the Atacama Desert, Chile. **Genomics data**, 11:109-112, 2017.

GONÇALVES, V.N. et al. Fungi associated with rocks of the Atacama Desert: taxonomy, distribution, diversity, ecology and bioprospection for bioactive compounds. **Environmental Microbiology**. 18: 232-245. 2016.

GONZALO, M.J. et al. Simple-sequence repeat markers used in merging linkage maps of melon (*Cucumis melo* L.), **Theoretical and Applied Genetics**, 5: 802-811. 2005.

GUO S. et al. The draft genome of watermelon (*Citrullus lanatus*) and resequencing of 20 diverse accessions, **Nature Genetics**, 45:51- 58, 2013.

GUIMARÃES, A.C. et al. Endophytic mycobiota characterization of the amazonian mistletoe *Cladocolea micrantha* hosted in cashew tree. **American Journal of Plant Sciences**, 4:917-921, 2013.

GLASSNER, H. et al. Characterization of endophytic bacteria from cucurbit fruits with potential benefits to agriculture in melons (*Cucumis melo* L.). **FEMS microbiology ecology**, 91:7. 2015.

GÓES-NETO, A., LOGUERCIO-LEITE, C., GUERRERO, R.T. DNA extraction from frozen field-collected and dehydrated herbarium fungal basidiomata: performance of SDS and CTAB-based methods. **Biotemas** 18: 19–32, 2005.

HAMAYUN, Muhammad et al. *Cladosporium sphaerospermum* as a new plant growth-promoting endophyte from the roots of *Glycine max* (L.) Merr. **World Journal of Microbiology and Biotechnology**, v. 25, n. 4, p. 627-632, 2009.

HYDE, K.D.; SOYTONG, K. The fungal endophyte dilemma. **Fungal Diversity**, 33:163-173, 2008.

Hyde KD et al. Biodiversity of saprobic fungi. **Biodivers Conserv**, 16:17–35, 2006.

HUANG, J.; JIANG, Z. Phylogenetic analysis of Endophytes from Bitter Melon (*Momordica charantia*) in Guangdong Province. **Agricultural Sciences**, 6:06- 609, 2015.

HERRERA, José et al. Precipitation increases the abundance of some groups of root-associated fungal endophytes in a semiarid grassland. **Ecosphere**, 2:1-14, 2011.

HANADA, R. E. et al. Endophytic fungal diversity in *Theobroma cacao* (cacao) and *T. grandiflorum* (cupuaçu) trees and their potential for growth promotion and biocontrol of black-pod disease. **Fungal Biology**, 114:901-910. 2010.

HOFFMAN, Michele T.; ARNOLD, A. Elizabeth. Geographic locality and host identity shape fungal endophyte communities in cupressaceous trees. **Mycological research**, v. 112, n. 3, p. 331-344, 2008.

HONGSANAN S. An updated phylogeny of Sordariomycetes based on phylogenetic and molecular clock evidence. **Fungal Divers**, 84:25–41. 2017.

HORTOVA, BRONISLAVA; NOVOTNY, D. Endophytic fungi in branches of sour cherry trees: a preliminary study. **Czech Mycology**, 63:77-82, 2011.

IBGE. Instituto brasileiro de geografia e estatística. Produção agrícola municipal 2016. Rio de Janeiro, 2017

JOHNSON, J. M.; ALEX, T.; OELMÜLLER, R. *Piriformospora indica*: the versatile and multifunctional root endophytic fungus for enhanced yield and tolerance to biotic and abiotic stress in crop plants. **Journal of Tropical Agriculture**, 52:103-122, 2014.

JEFFREY, C. A review of the Cucurbitaceae. **Botanical Journal** of the Linnean society, **academic.oup.com**, 1980.

JEFFREY, C. Systematics of the Cucurbitaceae: na overview. **Cornell University Press**, Ithaca, New York, 1990.

JEFFREY, C. Cucurbitaceae. In: Hanelt P et al. (eds) Mansfeld's encyclopedia of agricultural and horticultural crops. **Springer, Berlin**, 2001.

KNAPP, D.G. et al. Dark septate endophytic pleosporale an genera from semiarid areas. **Persoonia**, 35: 87-100, 2015.

KHIDIR, H. H. et al. A general suite of fungal endophytes dominate the roots of two dominant grasses in a semiarid grassland. **Journal of Arid Environments**, 74:35-42, 2010.

KEMBEL, S.W.; MUELLER, R.C. Plant traits and taxonomy drive host associations in tropical phyllosphere fungal communities. **Botany**, 92:303–311, 2014.

KHIDIR, H. H. et al. A general suite of fungal endophytes dominate the roots of two dominant grasses in a semiarid grassland. **Journal of Arid Environments**, 74:35-42, 2010.

Köppen W. Die Klimate der Erde-Grundriss der Klimakunde. Walter de Gruyter and Co., Berlin, Leipzig, 1923.

KHAN, A.L. et al. Ameliorative symbiosis of endophyte (*Penicillium funiculosum* LHL06) under salt stress elevated plant growth of *Glycine max* L. **Plant Physiology and Biochemistry**, 49:852-861. 2011).

KHAN, A.L. et al. Endophytic fungi: resource for gibberellins and crop abiotic stress resistance. **Critical reviews in biotechnology**, 35:62-74. 2013.

KHALAF, E.M.; RAIZADA, M.N. Taxonomic and functional diversity of cultured seed associated microbes of the cucurbit family. **BMC microbiology**, 16:131, 2016.

KUMAR, A.; VERMA, J.P. Does plant-microbe interaction confer stress tolerance in plants: a review?. **Microbiological research**, 207:41-52, 2018.

LARRAN, Silvina et al. The endophytic fungi from wheat (*Triticum aestivum* L.). **World Journal of Microbiology and Biotechnology**, 23:565-572, 2007.

LATA, R. et al. Induction of abiotic stress tolerance in plants by endophytic microbes. **Letters in Applied Microbiology**, 2018.

- LAU, M.K.; ARNOLD, A.E.; JOHNSON, N.C. Factors influencing communities of foliar fungal endophytes in riparian woody plants. **Fungal ecology**, 6: 365–378, 2013.
- LEVI, A.; THOMAS, C.E. Polymorphisms among chloroplast and mitochondrial genomes of *Citrullus* species and subspecies. **Genetic Resources and Crop Evolution**. 52:609-617, 2005.
- LIN, X. et al. Endophytic fungi from a pharmaceutical plant, Camptotheca acuminata: isolation, identification and bioactivity. **World J Microbiol Biotechnol** 23:1037–1040, 2007.
- LIU, J. et al. Host identity and phylogeny shape the foliar endophytic fungal assemblages of Ficus. **Ecology and Evolution**, 18:10472-10482, 2019.
- LORO, M. et al. Diversity and composition of fungal endophytes in semiarid Northwest Venezuela. **Journal of Arid Environments**, 85: 46-55, 2012.
- LOY, J.B. Morpho-Physiological Aspects of Productivity and Quality in Squash and Pumpkins (*Cucurbita* spp.). **Critical Reviews in Plant Sciences**, 23: 337–363, 2004.
- LUNA, E.P.I. Endophytic Yeast and Hosts: A Mutualistic Association Friendly to the Environment. **World's largest Science, Technology & Medicine Open Access book Publisher**, 2018.
- MAYNARD, D.N. An introduction to the watermelon. In: Maynard DN (ed) Watermelon characteristics, production and marketing. **ASHS Press**, 9–20 2001.
- MENDE, A.M.S. et al. A cultura do melão Brasília, **Embrapa Informação Tecnológica**, Brasília, DF. 2008.
- MILNE I. et al. TOPALi: Software for Automatic Identification of Recombinant Sequences within DNA Multiple Alignments. **Bioinformatics** 20:1806–1807, 2004.
- MU, L.; NIU, Y.; DENG, H. The endophytic mycobiota in summer growing cucumber in Beijing. **Mycosystema**, 29: 214–221. 2010.
- MUJAJU, C. et al. Genetic diversity in watermelon (*Citrullus lanatus*) landraces from Zimbabwe revealed by RAPD and SSR markers. **Hereditas**, 147 p 142–153, 2010.
- OLIVEIRA, R., et al. Endophytic fungal diversity in coffee leaves (*Coffea arabica*) cultivated using organic and conventional crop management systems. **Mycosphere**, 5: 523-530, 2014).
- OULHEN, N.; SCHULZ, B.J.; CARRIER, T.J. English translation of Heinrich Anton de Bary's 1878 speech, 'Die Erscheinung der Symbiose' ('De la symbiose'). **Symbiosis**, 3:131-139, 2016.
- OSONO, T. Role of phyllosphere fungi of forest trees in the development of decomposer fungal communities and decomposition processes of leaf litter. **Can J Microbiol**, 52:701-16, 2006.

- OONO, R.; et al. Comparison of the community diversity of foliar fungal endophytes between seedling and adult loblolly pines (*Pinus taeda*). **Fungal biology**, 119: 917–928, 2015.
- PÁDUA, A.P.S.L.D., et al. Fungal endophyte diversity in the leaves of the medicinal plant *Myracrodruon urundeuva* in a Brazilian dry tropical forest and their capacity to produce L-asparaginase. **Acta Botanica Brasilica**, (AHEAD), 2018.
- PARSA, S., et al. Fungal endophytes in germinated seeds of the common bean, *Phaseolus vulgaris*. **Fungal biology**, 120:783-790, 2016.
- PARIS, H.S., DAUNAY, M.C., JANICK, J. The Cucurbitaceae and Solanaceae illustrated in medieval manuscripts known as the Tacuinum Sanitatis. **Annals of Botany** 103: 1187-120, 2009.
- PIMENTEL, I.C. et al. Identification and colonization of endophytic fungi from soybean (*Glycine max* (L.) Merrill) under different environmental conditions. **Brazilian archives of biology and technology**, 49:705-711, 2006.
- PETRINI, O. Fungal endophytes of tree leaves. In: Microbial ecology of leaves. **Springer New York**, 179-197, 1991.
- PRATISSOLI, D., et al. Influência do Substrato Alimentar sobre o Desenvolvimento de *Diaphania hyalinata* L. (Lepidoptera: Crambidae), 2008.
- PIETERSE, Z. et al. Seasonal variability in fungal endophytes from Aizoaceae plants in the Succulent Karoo biodiversity hotspot, South Africa. **Journal of arid environments**, v. 156, p. 19-26, 2018.
- PETRINI O.; STONE, J.; CARROLL, Fanny E. Endophytic fungi in evergreen shrubs in western Oregon: a preliminary study. **Canadian Journal of Botany**, 60:789-796, 1991.
- PORRAS-ALFARO, A. et al. Endophytic fungal symbionts associated with gypsophilous plants. **Botany**, 92: 295–301, 2014.
- PROMPUTTHA, I. et al. A Phylogenetic Evaluation of Whether Endophytes Become Saprotrophs at Host Senescence. **Microb Ecol**, 53:579, 2007.
- PEIXOTO, J.R.; LEÃO, D.S.; VIEIRA, J.V. Teor de licopeno e de sólidos solúveis totais em oito cultivares de melancia. **Bioscience Journal**, 22: 7-15, 2006.
- PURAHONG W.; HYDE, K.D. Effects of fungal endophytes on grass and non-grass litter decomposition rates. **Fungal Diversity**, 47: 1-7, 2011.
- PAUL, N.C. et al. Characterization and pathogenicity of *Alternaria burnsii* from seeds of *Cucurbita maxima* (Cucurbitaceae) in Bangladesh. **Mycobiology**, 43:384-391, 2015.
- PARAHYBA, R. Diagnóstico agroambiental do Município de Petrolândia-Estado de Pernambuco. **Embrapa Solos-Circular Técnica** (INFOTECA-E), 2004.

- PERŠOŠ, D. Factors shaping community structure of endophytic fungi—evidence from the Pinus-Viscum-system. **Fungal Diversity**, 60: 55-69, 2013.
- PHOTITA, W. et al. Endophytic fungi of wild banana (*Musa acuminata*) at doi Suthep Pui National Park, Thailand. **Mycological Research**, 105:1508-1513, 2001.
- POTSHANGBAM, M. et al. Functional characterization of endophytic fungal community associated with *Oryza sativa* L. and *Zea mays* L. **Frontiers in microbiology**, 8:325, 2017.
- PORNSURIYA, C.; CHITPHITHAK, I. Blue mold caused by *Penicillium oxalicum* on muskmelon (*Cucumis melo*) in Thailand. **Australasian plant disease notes**, 1:46, 2018.
- RAI M.K. et al. Positive growth responses of the medicinal plants *Spilanthes calva* and *Withania sonnifera* to inoculation by *Piriformospora indica* in a field trial. **Mycorrhiza** 11:123–128, 2001.
- RASHMI M.; KUSHVEER J. S.; SARMA, V. V. A worldwide list of endophytic fungi with notes on ecology and diversity. **MYCOSPHERE**, 10: 798-1079, 2019.
- RENNER, S.S.; SCHAEFER, H. Phylogeny and evolution of the Cucurbitaceae. In: **Genetics and genomics of Cucurbitaceae**. Springer, Cham, 2016. p. 13-23.
- REN F, D.W, SUN H, YAN DH. Endophytic Mycobiota of Jingbai Pear Trees in North China. **Forests**10:260, 2019.
- REDMAN, R.S. et al. Thermotolerance generated by plant/fungal symbiosis. **Science**, 29:5598, 1581-1581, 2002.
- RAMALHO, M.F.D.J.L. A fragilidade ambiental do Nordeste brasileiro: o clima semiárido e as imprevisões das grandes estiagens. **Sociedade e Território**, 25: 104-115, 2013.
- ROSA, L.H. et al. Endophytic fungi community associated with the dicotyledonous plant *Colobanthus quitensis* (Kunth) Bartl. (Caryophyllaceae) in Antarctica. **FEMS Microbiology Ecology**, 73:178-189, 2010.
- ROSA, L.H., et. al. Endophytic fungi associated with the Antarctic grass *Deschampsia antarctica* Desv. (Poaceae). **Polar Biology**. 32: 161–167, 2009.
- RAI, M. et al. Fungal growth promotor endophytes: a pragmatic approach towards sustainable food and agriculture. **Symbiosis**, 62: 63-79, 2014.
- REDDY, M.G.; PRABHUKARTHIKEYAN, S.R.; MURUGESHWARI, S. Biodiversity studies of fungal endophytes of cucurbitaceous plants. **Trends in Biosciences**, 7:457–460, 2014.
- RHO, H. D. et al. Endophytes Promote Growth of Host Plants Under Stress? A Meta-Analysis on Plant Stress Mitigation by Endophyt. **Microb Ecol**, 75:407–418, 2018.

RESENDE, G.M; BORGES, R.M.E; GONÇALVES, N.P.S. Produtividade da cultura da abóbora em diferentes densidades de plantio no Vale do São Francisco. **Horticultura Brasileira**, 31:504-508, 2013.

RAMOS, S.R. et al. Aspectos técnicos do cultivo da abóbora na região Nordeste do Brasil. Aracaju: **Embrapa Tabuleiros Costeiros**, 2010.

RODRIGUES, R. T. et al. Endophytic Fungi from *Sorghum bicolor* (L.) Moench: Influence of Genotypes and Crop Systems and Evaluation of Antimicrobial Activity. **Journal of Agricultural Science and Technology B**, 267, 2018.

RODRIGUES, K.F.; SAMUELS, G.J. Fungal endophytes of *Spondias mombin* leaves in Brazil. **Journal of Basic Microbiology**, 39:131-135, 1999.

RODRIGUES, K.F. The foliar fungal endophytes of the Amazonian palm *Euterpe oleracea*. **Mycologia**, 376-385, 1994.

RODRIGUES, A.A.C.; MENEZES, M. Detecção de fungos endofíticos em sementes de caupi provenientes de Serra Talhada e de Caruaru, Estado do Pernambuco. **Fitopatologia Brasileira**, 27:532-537, 2002.

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

RUBINI, M.R. et al. Diversity of endophytic fungal community of cacao (*Theobroma cacao* L.) and biological control of *Crinipellis pernicioso*, causal agent of Witches' Broom Disease. **International Journal of Biological Sciences**, 1:24, 2005.

ROMÃO-DUMARESQ, A.S. et al. Diversity of cultivated fungi associated with conventional and transgenic sugarcane and the interaction between endophytic *Trichoderma virens* and the host plant. **PLoS One**, 11:0158974, 2016.

RUNGJINDAMAI N, et al. Molecular characterization of basidiomycetous endophytes isolated from leaves, rachis and petioles of the oil palm, *Elaeis guineensis*, in Thailand. **Fungal Divers** 33:139-161, 2008.

SOUZA, F. de F. Cultivo da melancia em Rondônia. Porto Velho: **Embrapa Rondônia**, 2008.

SOUZA, C.O. et al. Total carotenoids and vitamin A of cucurbits from germoplasm bank of Embrapa Semiarid. **Ciência Rural**. v.42, 2012.

SCHULZ, B. Endophytic fungi: a source of novel biologically active secondary metabolites. **Mycol. Res.** 106: 996-1004. 2002.

SCHULZ, B.; BOYLE, C. The endophytic continuum. **Mycological research**, v. 109, p. 661-686, 2005.

SUTTON B.C. The Coelomycetes. Fungi imperfecti with pycnidia, acervuli and stromata.

1st ed Kew: CMI. 1980.

SANTAMARIA, O. et al. Fungal endophytes associated with *Ornithopus compressus* growing under semiarid conditions. **Plant Ecology & Diversity**, 1-15, 2018.

SCHAEFER, H.; RENNER, S.S. Phylogenetic relationships in the order Cucurbitales and a new classification of the gourd family Cucurbitaceae. **International Association for Plant Taxonomy**. 60:122-138, 2011.

SHARROCK K.R. et al. Hawthorne Involvement of bacterial endophytes in storage rots of buttercup squash (*Cucurbita maxima* D. hybrid 'Delica'), New Zealand, **Journal of Crop and Horticultural Science**, 19:2, 157-165, 1991.

SCHOCH C.L., et al. A multigene phylogeny of the Dothideomycetes using four nuclear loci. **Mycologia**, 98:1041–1052, 2006.

STROBEL, G.A. et al. Natural products from endophytic microorganisms. **Journal of Natural products**. 67:257-268, 2004.

STROBEL G.; DAISY B. Bioprospecting for microbial endophytes and their natural products. **Microbiology and Molecular Biology Reviews**, 67: 491-502, 2003.

STROBEL G.; DAISY B. 2003. Bioprospecting for microbial endophytes and their natural products. **Microbiology and Molecular Biology Reviews** 67: 491-502,

STONE, J.K. et al. Endophytic fungi, In: Mueller G, Bills GF, Foster MS, eds. Biodiversity of fungi: inventory and monitoring methods. Burlington, MA, USA: **Elsevier**, 241–270, 2004.

SMITH, B.D. The initial domestication of *Cucurbita pepo* in the Americas 10,000 years ago. **Science**, 276: 5314, 1997.

SURYANARAYANAN T.S. Endophyte research: going beyond isolation and metabolite documentation. **Fungal ecology**, 6:561–568. 2013.

SURYANARAYANAN, T.S., MURALI, T.S., VENKATESAN, G. Occurrence and distribution of fungal endophytes in tropical forests across a rainfall gradient. **Canadian Journal of Botany**, 80:818–826, 2002.

SCHINAS, P. G. et al. Pumpkin (*Cucurbita pepo* L.) seed oil as an alternative feedstock for the production of biodiesel in Greece. **Biomass and bioenergy**. 33: 44- 49, 2009.

SILVA. G.H., et al. Citocalasinas produzidas por *Xylaria* sp., um fungo endofítico de *Piper aduncum* (PIPERACEAE). **Quim. Nova**, 10:2038-2041, 2010.

SILVA L.F. et al. *Penicillium* and *Talaromyces* endophytes from *Tillandsia catimbauensis*, a bromeliad endemic in the Brazilian tropical dry forest, and their potential for L-asparaginase production. **World J Microbiol Biotechnol** 34:162, 2018.

- SILVA M. F. S. et al. Mycological Diversity Description II. **Acta Botanica Brasilica**, 33: 163-173, 2019.
- SPECIANA, V. et al. Metabólitos Secundários de Interesse Farmacêutico Produzidos por Fungos Endofíticos Secondary Metabolites Produced by Endophytic Fungi of Pharmaceutical Interest. **Unopar cient ciênc biol saúde**, 16: 345-51, 2014.
- SAIKKONEN, K. et al. Evolution of endophyte–plant symbioses. **Trends in Plant Science**, 9, 2004.
- SANTIAGO A.L.C.M.A. et al. A new species of *Lichtheimia* (Mucoromycotina, Mucorales) isolated from Brazilian soil. **Mycological Progress** 13: 343–352, 2014.
- SAIKKONEN, Kari. Forest structure and fungal endophytes. **Fungal Biology Reviews**, 21: 67-74, 2007.
- STADEN R., BEAL K.F., BONFIELD J.K. The Staden package 1998. **Methods Mol Biol** 132:115–30, 2000.
- SIEBER.T.N. Endophytic fungi in forest trees: are they mutualists?. **Fungal biology reviews**, 2007.
- SAFRIEL, U., Dryland systems. In Ecosystems and Human Well-being: Current State and Trends.: Findings of the Condition and Trends Working Group (pp. 623-662). **Island Press**, 2005.
- SUN, Y., et al. Endophytic fungal community in stems and leaves of plants from desert areas in China. **Mycol Prog**, 11:781–790, 2012.
- TEJESVI, M.V. et al. Root endophytes along a primary succession gradient in northern Finland. **Fungal Divers**, 41:125-134, 2010.
- TAYLOR JE, CROUS PW (1999) *Phaeophleospora faureae* comb. nov. associated with leaf spots on *Faurea saligna* (Proteaceae), with a key to the species of Phaeophleospora. **Fungal Divers** 3:153–158.
- TEPPENER, H. 2004. Notes on *Lagenaria* and *Cucurbita* (Cucurbitaceae) Review and New Contributions. **Phyton (Horn, Austria)**. 44: 245-308.
- VARMA, A. et al. *Piriformospora indica*, a cultivable plant-growth-promoting root endophyte. **Appl. Environ. Microbiol.** 65: 2741-2744, 1999.
- VAN LOON L.C. Plant responses to plant growth-promoting rhizobacteria. **Eur J Plant Pathol** 119:243–254, 2007.
- VAN TUINEN D.; ZHAO B.; GIANINAZZI-PEARSON, V. PCR in studies of AM fungi: from primers to application. In: Varma, A.K. (Ed.) **Mycorrhizal manual**. Springer, Berlin, pp. 387–399, 1998.

VAZ, A.B. et al. A multiscale study of fungal endophyte communities of the foliar endosphere of native rubber trees in Eastern Amazon. **Scientific reports**, 2018.

VERGER, P. Fluxo e refluxo de tráfico entre o golfo de Benin e a Bahia de todos os Santos: dos séculos XVII a XIX. São Paulo: Corrupio, 1987.

WANG, Y.; CHAO-DAI, C. 2011. Endophytes: a potential resource for biosynthesis, biotransformation, and biodegradation. **Annals of Microbiology**. 61: 207-215.

WALLER, F. et al. The endophytic fungus *Piriformospora indica* reprograms barley to salt-stress tolerance, disease resistance, and higher yield. **Proc Natl Acad Sci USA** 102:13386–13391, 2005.

WASYLIKOWA, K.; VEEN, M.V. An archaeobotanical contribution to the history of watermelon, *Citrullus lanatus* (Thunb.) Matsum. & Nakai (syn. *C. vulgaris* Schrad.) **Veget Hist Archaeobot**. 13: 213-217, 2004.

WAQAS, M. et al. Endophytic fungi produce gibberellins and indoleacetic acid and promotes host-plant growth during stress. **Molecules**, 17: 10754-10773, 2012.

WILSON, D. Endophyte: the evolution of a term, and clarification of its use and definition. **Oikos**, p. 274-276, 1995.

White T.J. et al. Amplification and direct sequencing of fungal RNA genes for phylogenetics. In: Innis, Gelfand MA, Sninsky DH, White JJ, Eds TJ (eds) PCR protocols. A guide to methods and applications. **Academic Press**, pp 315–322, 1990.

YAN, XIAO-NING et al. Potential use of cucumber (*Cucumis sativus*.). Endophytic fungi as seed treatment agents against root-knot, nematode meloidogyne incógnita. *J Zhejiang Univ-Sci B (Biomed & Biotechnol)*, 12:219-225, 2011.

WHITAKER, B.K.; REYNOLDS, H.L.; CLAY, K. Foliar fungal endophyte communities are structured by environment but not host ecotype in *Panicum virgatum* (switchgrass). **Ecology**, 99:2703-2711, 2018.

YANG, X. et al. Identification and expression analyses of WRKY genes reveal their involvement in growth and abiotic stress response in watermelon (*Citrullus lanatus*), **PLoS one**, 13: e0191308, 2018.

XIA, Y. et al. Culturable endophytic fungal communities associated with plants in organic and conventional farming systems and their effects on plant growth. **Scientific reports**, 9:1669, 2019.

XU J., et al. Chromones from the endophytic fungus *Pestalotiopsis* sp. Isolated from the Chinese mangrove plant rhizophora mucronata. **J Nat Prod**, 72:662–665, 2009.

ZHENG, YOU-KUN et al. Diversity, distribution and biotechnological potential of endophytic fungi. **Ann Microbiol**, 2015.

ZIMMERMAN, N.B.; VITOUSEK, P.M. Fungal endophyte communities reflect environmental structuring across a Hawaiian landscape. **Proceedings of the National Academy of Sciences**, 109: 13022-13027, 2012.

Figura 2. Árvore de inferência bayesiana obtida a partir da análise filogenética das sequências de calmodulina (CAM) dos membros de *Penicillium*. Os valores de suporte $\geq 70\%$ mostrados nos nós são das análises bayesiana e de máxima verossimilhança, respectivamente. Sequência obtida nesse estudo está marcada em negrito.

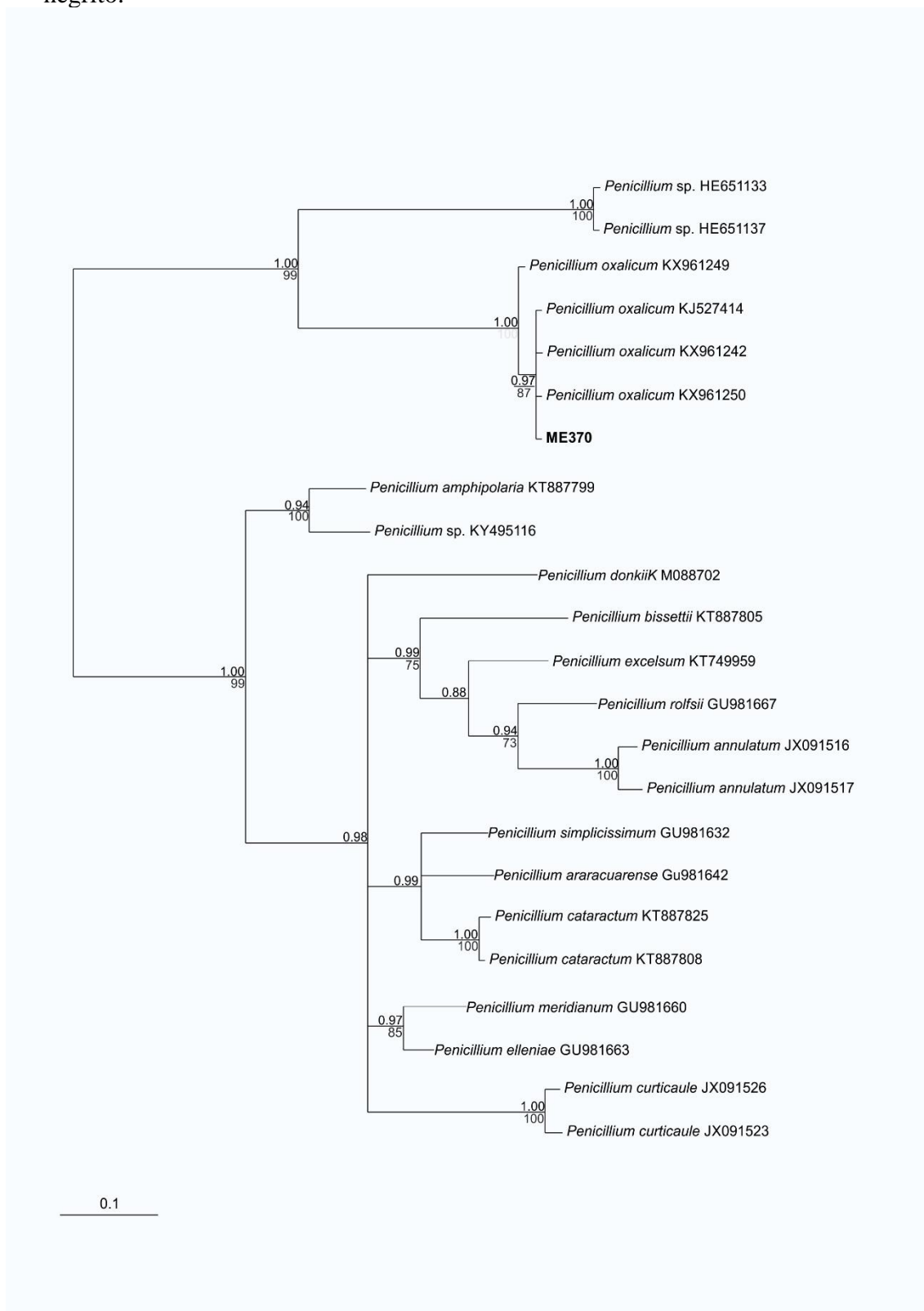


Figura 3. Árvore de inferência bayesiana obtida a partir da análise filogenética de sequências do LSU rDNA (D1/D2). Os valores de suporte $\geq 70\%$ mostrados nos nós são das análises bayesiana e de máxima verossimilhança, respectivamente. Sequências obtidas nesse estudo estão marcadas em negrito.

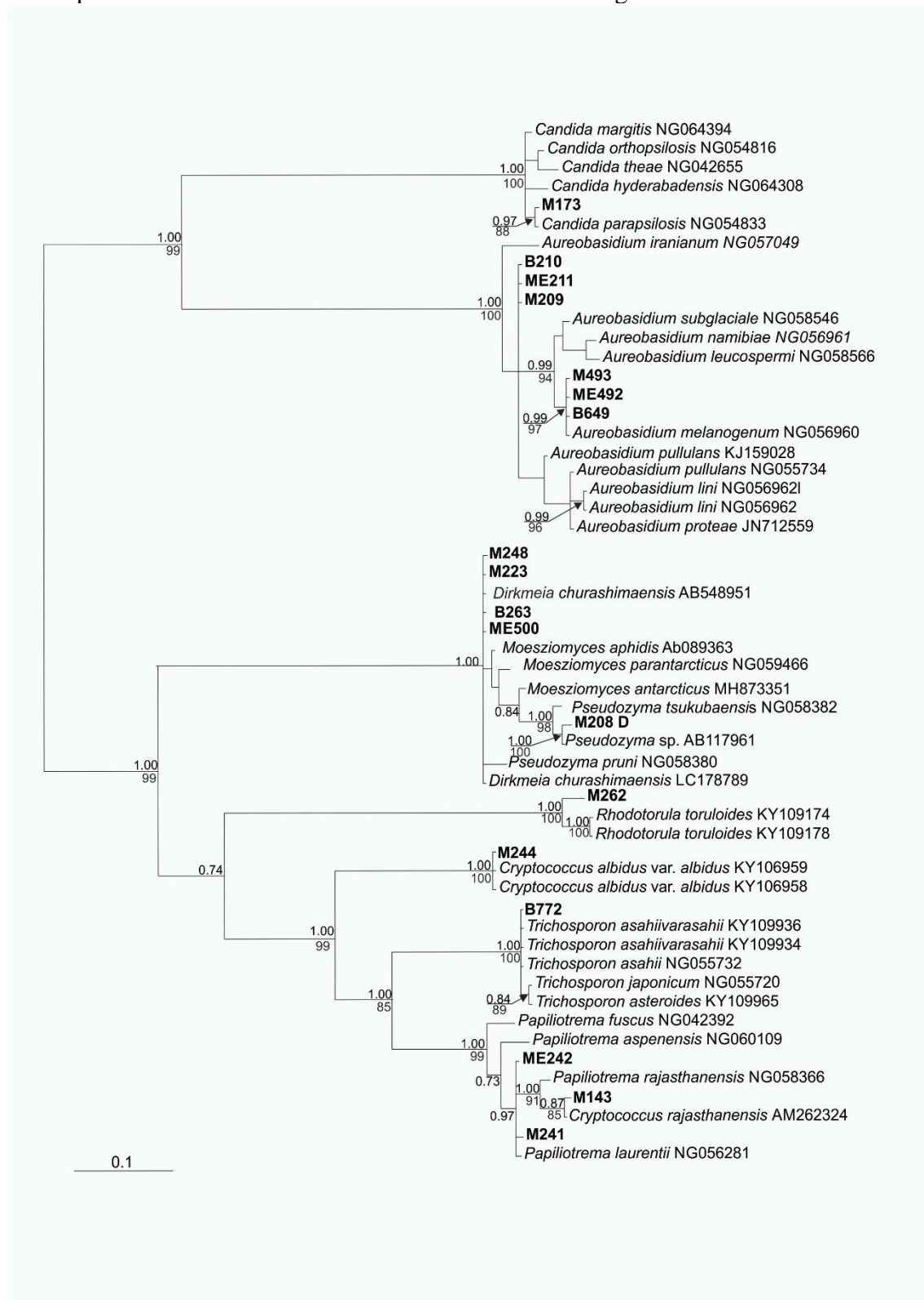


Figura 4. Árvore de inferência bayesiana obtida a partir da análise filogenética de sequências da região ITS do rDNA. Os valores de suporte $\geq 70\%$ mostrados nos nós são das análises bayesiana e de máxima verossimilhança, respectivamente. Sequências obtidas nesse estudo estão marcadas em negrito.

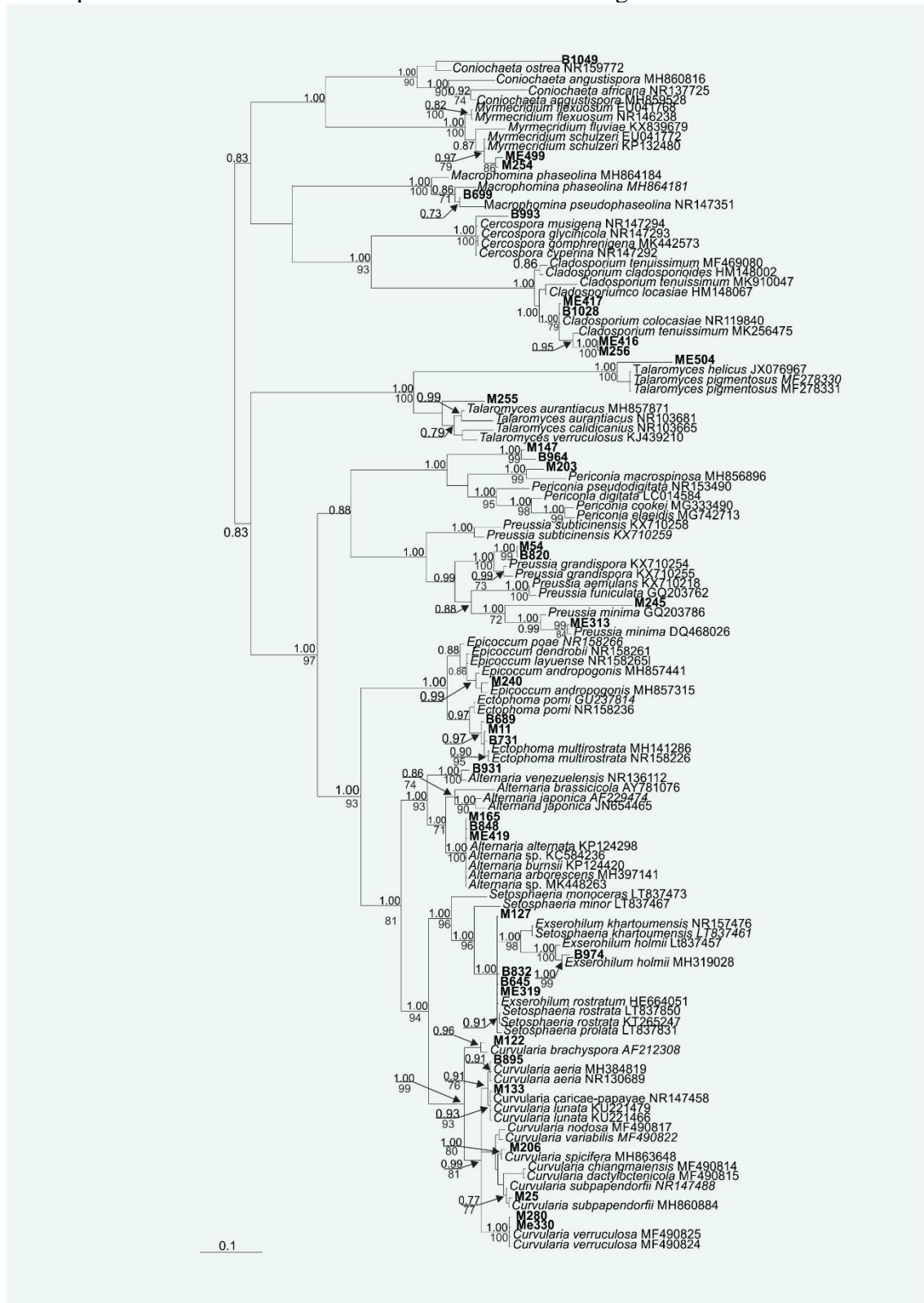
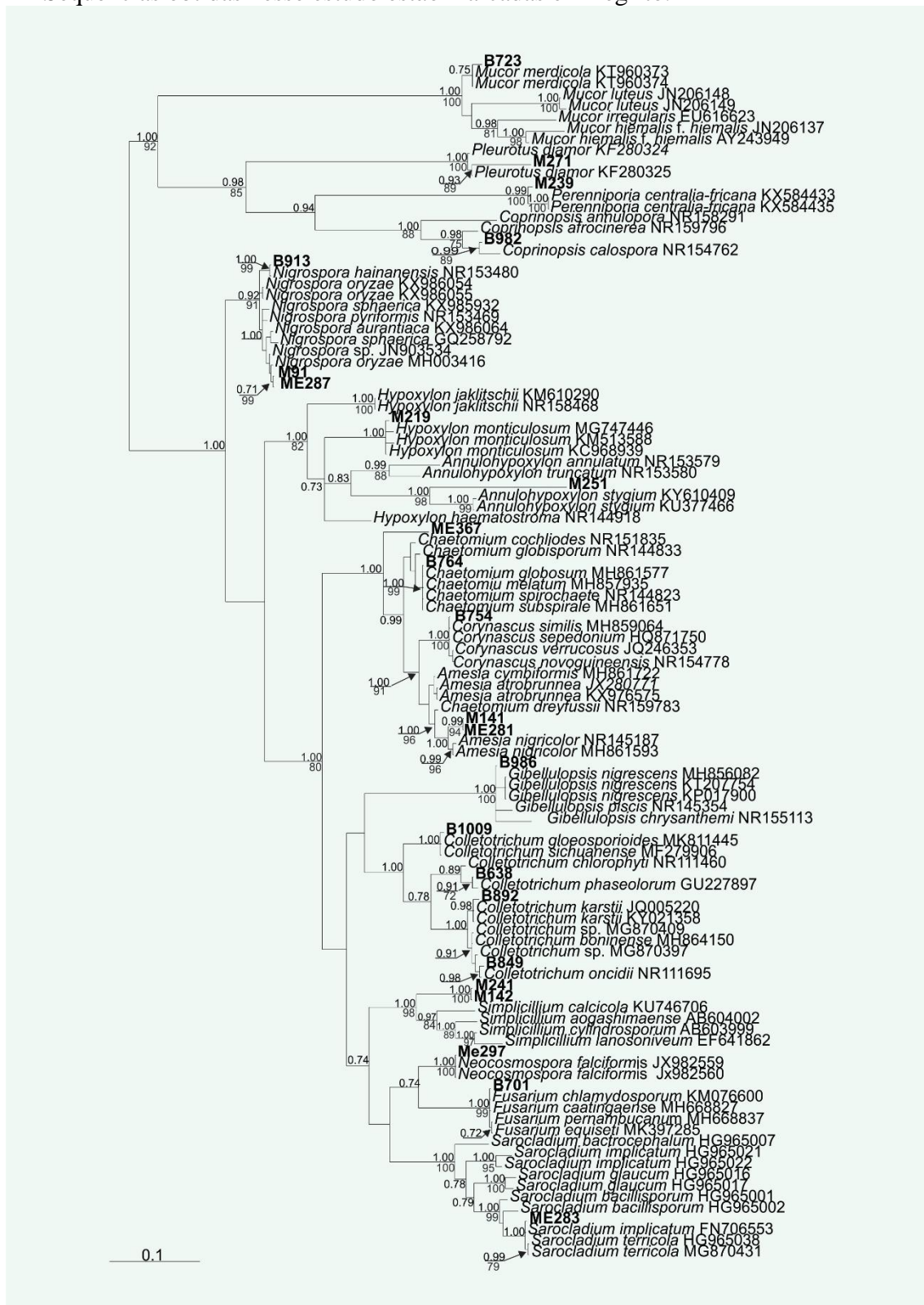


Figura 5. Árvore de inferência bayesiana obtida a partir da análise filogenética de sequências da região ITS do rDNA. Os valores de suporte $\geq 70\%$ mostrados nos nós são das análises bayesiana e de máxima verossimilhança, respectivamente. Sequências obtidas nesse estudo estão marcadas em negrito.



APÊNDICE B- *Preussia citrullina* R.M.F. Silva, R.J.V. Oliveira, Souza-Motta, J.L. Bezerra & G.A. Silva, sp. nov. (Persoonia 40, 2018: 240– 393)

Persoonia 40, 2018: 240–393
www.ingentaconnect.com/content/nhn/pimj

RESEARCH ARTICLE

ISSN (Online) 1878-9080
https://doi.org/10.3767/persoonia.2018.40.10



Fungal Planet description sheets: 716–784

P.W. Crous^{1,2}, M.J. Wingfield³, T.I. Burgess⁴, G.E. St.J. Hardy⁴, J. Gené⁵, J. Guarro⁵, I.G. Baseia⁶, D. García⁵, L.F.P. Gusmão⁷, C.M. Souza-Motta^{8,13}, R. Thangavel⁹, S. Adamčík¹⁰, A. Barili¹¹, C.W. Barnes¹², J.D.P. Bezerra¹³, J.J. Bordallo¹⁴, J.F. Cano-Lira⁵, R.J.V. de Oliveira¹³, E. Ercole¹⁵, V. Hubka^{16,17}, I. Iturrieta-González⁵, A. Kubátová¹⁶, M.P. Martín¹⁸, P.-A. Moreau¹⁹, A. Morte¹⁴, M.E. Ordoñez¹¹, A. Rodríguez¹⁴, A.M. Stchigel⁵, A. Vizzini¹⁵, J. Abdollahzadeh²⁰, V.P. Abreu²¹, K. Adamčíková²², G.M.R. Albuquerque⁸, A.V. Alexandrova^{23,24}, E. Álvarez Duarte³⁷, C. Armstrong-Cho²⁵, S. Banniza²⁵, R.N. Barbosa⁸, J.-M. Bellanger²⁶, J.L. Bezerra¹³, T.S. Cabral²⁷, M. Caboň¹⁰, E. Caicedo¹¹, T. Cantillo⁷, A.J. Carnegie²⁸, L.T. Carmo⁷, R.F. Castañeda-Ruiz²⁹, C.R. Clement³⁰, A. Čmoková¹⁷, L.B. Conceição⁷, R.H.S.F. Cruz⁶, U. Damm³¹, B.D.B. da Silva³², G.A. da Silva¹³, **R.M.F. da Silva¹³**, A.L.C.M. de A. Santiago¹³, L.F. de Oliveira³⁴, C.A.F. de Souza¹³, F. Déniel³³, B. Dima³⁵, G. Dong³⁶, J. Edwards³⁸, C.R. Félix³⁹, J. Fournier⁴⁰, T.B. Giberton¹³, K. Hosaka⁴², T. Iturriaga⁴³, M. Jadan⁴⁴, J.-L. Jany³³, Ž. Jurjević⁴⁵, M. Kolařík^{16,17}, I. Kušan⁴⁴, M.F. Landell³⁹, T.R. Leite Cordeiro¹³, D.X. Lima¹³, M. Loizides⁴⁶, S. Luo³⁶, A.R. Machado¹³, H. Madrid⁴⁷, O.M.C. Magalhães¹³, P. Marinho⁴⁸, N. Matočec⁴⁴, A. Mešić⁴⁴, A.N. Miller⁴³, O.V. Morozova⁴⁹, R.P. Neves¹³, K. Nonaka⁵⁰, A. Nováková¹⁷, N.H. Oberlies⁵¹, J.R.C. Oliveira-Filho¹³, T.G.L. Oliveira¹³, V. Papp⁵², O.L. Pereira⁵³, G. Perrone⁵⁴, S.W. Peterson⁵⁵, T.H.G. Pham^{24,41}, H.A. Raja⁵¹, D.B. Raudabaugh⁴³, J. Řehulka⁵⁶, E. Rodríguez-Andrade⁵, M. Saba⁵⁷, A. Schauflerová⁵⁸, R.G. Shivas⁵⁹, G. Simonini⁶⁰, J.P.Z. Siqueira⁵, J.O. Sousa⁶¹, V. Stajsic⁶², T. Svetasheva^{49,63}, Y.P. Tan⁶⁴, Z. Tkalčec⁴⁴, S. Ullah⁶⁵, P. Valente⁶⁶, N. Valenzuela-Lopez^{5,67}, M. Abrinbana⁶⁸, D.A. Viana Marques³⁴, P.T.W. Wong³⁶, V. Xavier de Lima¹³, J.Z. Groenewald¹

Key words

ITS nrDNA barcodes
LSU
new taxa
systematics

Abstract Novel species of fungi described in this study include those from various countries as follows: **Australia**, *Chaetopsina eucalyptii* on *Eucalyptus* leaf litter, *Colletotrichum cobbittense* from *Cordyline stricta* × *C. australis* hybrid, *Cyanodermella banksiae* on *Banksia ericifolia* subsp. *macrantha*, *Discosia macrozamia* on *Macrozamia miquelii*, *Elsinoë banksiigena* on *Banksia marginata*, *Elsinoë elaeocarpi* on *Elaeocarpus* sp., *Elsinoë leucopogonis* on *Leucopogon* sp., *Helminthosporium livistonae* on *Livistona australis*, *Idriellomyces eucalypti* (incl. *Idriellomyces* gen. nov.) on *Eucalyptus obliqua*, *Lareunionomyces eucalypti* on *Eucalyptus* sp., *Myrotheciomyces corymbiae* (incl. *Myrotheciomyces* gen. nov., *Myrotheciomycetaceae* fam. nov.), *Neolauriomyces eucalypti* (incl. *Neolauriomyces* gen. nov., *Neolauriomycetaceae* fam. nov.) on *Eucalyptus* sp., *Nullicamyces eucalypti* (incl. *Nullicamyces* gen. nov.) on *Eucalyptus* leaf litter, *Oidiendendron eucalypti* on *Eucalyptus maidenii*, *Paracladophialophora cyperacearum* (incl. *Paracladophialophoraceae* fam. nov.) and *Periconia cyperacearum* on leaves of *Cyperaceae*, *Porodiplodia livistonae* (incl. *Porodiplodia* gen. nov., *Porodiplodiaceae* fam. nov.) on *Livistona australis*, *Sporidesmium melaleuca* (incl. *Sporidesmiales* ord. nov.) on *Melaleuca* sp., *Teratosphaeria sieberi* on *Eucalyptus sieberi*, *Thecaphora australiensis* in capsules of a variant of *Oxalis exilis*. **Brazil**, *Aspergillus serratalhadensis* from soil, *Diaporthe pseudoinconspicua* from *Poincianella pyramidalis*, *Fomitiporella pertenuis* on dead wood, *Geastrum magnosporum* on soil, *Marquesius aquaticus* (incl. *Marquesius* gen. nov.) from submerged decaying twig and leaves of unidentified plant, *Mastigosporella pigmentata* from leaves of *Qualea parviflora*, *Mucor souzae* from soil, *Mycocalia aquaphila* on decaying wood from tidal detritus, *Preussia citrullina* as endophyte from leaves of *Citrullus lanatus*, *Queiroziella brasiliensis* (incl. *Queiroziella* gen. nov.) as epiphytic yeast on leaves of *Portea leptantha*, *Quixadomyces cearensis* (incl. *Quixadomyces* gen. nov.) on decaying bark, *Xylophallus clavatus* on rotten wood. **Canada**, *Didymella cari* on *Carum carvi* and *Coriandrum sativum*. **Chile**, *Araucasphaeria foliorum* (incl. *Araucasphaeria* gen. nov.) on *Araucaria araucana*, *Aspergillus tumidus* from soil, *Lomentospora valparaisensis* from soil. **Colombia**, *Corynespora pseudocassicola* on *Byrsonima* sp., *Eucalyptostroma eucalyptorum* on *Eucalyptus pellita*, *Neometulocladosporiella eucalypti* (incl. *Neometulocladosporiella* gen. nov.) on *Eucalyptus grandis* × *urophylla*, *Tracylla eucalypti* (incl. *Tracyllaceae* fam. nov., *Tracyllales* ord. nov.) on *Eucalyptus urophylla*. **Cyprus**, *Gyromitra anthracobia* (incl. *Gyromitra* subg. *Pseudoverpa*) on burned soil. **Czech Republic**, *Lecanicillium restrictum* from the surface of the wooden barrel, *Lecanicillium testudineum* from scales of *Trachemys scripta elegans*. **Ecuador**, *Entoloma yanacolor* and *Saproamanita quitensis* on soil. **France**, *Lentithecium carbonneanum* from submerged decorticated *Populus* branch. **Hungary**, *Pleuromyces hungaricus* (incl. *Pleuromyces* gen. nov.) from a large *Fagus sylvatica* log. **Iran**, *Zymoseptoria crescenta* on *Aegilops triuncialis*. **Malaysia**, *Ochroconis musicola* on *Musa* sp. **Mexico**, *Cladosporium michoacanense* from soil. **New Zealand**, *Acrodontium metrosideri* on *Metrosideros excelsa*, *Polynema podocarpi* on *Podocarpus totara*, *Pseudoarthrographis phlogis* (incl. *Pseudoarthrographis* gen. nov.) on *Phlox subulata*. **Nigeria**, *Coprinopsis afrocinerea* on soil. **Pakistan**, *Russula mansehraensis* on soil under *Pinus roxburghii*. **Russia**, *Baoran-*

© 2018 Naturalis Biodiversity Center & Westerdijk Fungal Biodiversity Institute

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

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

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

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

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



Fungal Planet 745 – 13 July 2018

Preussia citrullina R.M.F. Silva, R.J.V. Oliveira, Souza-Motta, J.L. Bezerra & G.A. Silva,
sp. nov.

Etymology. The name refers to the host plant, *Citrullus lanatus*.

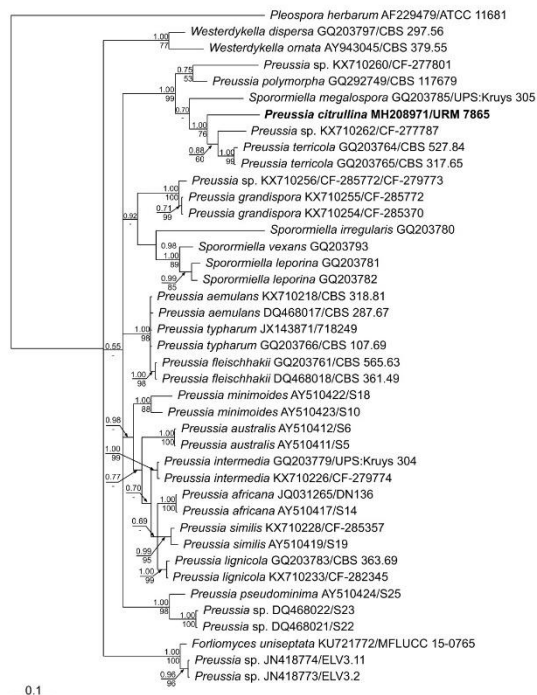
Classification — *Sporormiaceae*, *Pleosporales*, *Dothideo-myctes*.

Conidiomata pycnidial on juice agar medium (V8), first immersed then erumpent, brown, glabrous, solitary or aggregated, globose to subglobose, ostiolate, 75–150 × 50–125 µm; walls of 2–3 layers of medium brown cells of *textura angularis*. *Conidiogenous cells* phialidic, hyaline, smooth, ampulliform to doliiform, 6.5–9.5 × 5 µm. *Conidia* ellipsoid to oblong, hyaline, aseptate, sometimes guttulate, 2–3 × 2 µm.

Culture characteristics — Colonies after 7 d at 23 °C on V8, 20 mm diam, irregular margin, cottony, surface greyish, reverse olivaceous buff. Colonies on MEA, 20 mm diam, sterile, irregular margin, sulphur yellow surface, reverse straw coloured. Colonies on OA, 20 mm diam, sterile, regular margin, floccose, surface sulphur yellow, reverse straw coloured. Colonies on PDA, 18 mm diam, sterile, surface sulphur yellow, reverse straw coloured.

Typus. BRAZIL, Petrolândia municipality, Pernambuco state, isolated as endophyte from leaves of *Citrullus lanatus* (*Cucurbitaceae*), 25 July 2016, R.M.F. Silva (holotype URM 91190, culture ex-type URM 7865, ITS and LSU sequences GenBank MH208971 and MH208972, MycoBank MB825032).

Notes — The genus *Preussia* was established by Fuckel (1867). Members of this genus are predominantly coprophilous, although a few species have been isolated from soil, wood, plant debris and as endophytes (Mapperson et al. 2014, Gonzalez-Mendez et al. 2017). Based on morphological analysis and phylogenetic relationships using ITS rDNA sequences, the new species, *P. citrullina*, differs from other species of *Preussia* based on its phoma-like asexual morph. The asexual morphs of *Sporormiaceae* genera, when found, are phoma-like in morphology (Von Arx & Storm 1967, Cannon & Kirk 2007). Based on ITS, *Preussia citrullina* is 93 % similar to *Sporormiella megalospora* (GenBank GQ203785) and *P. terricola* (CBS 317.65, GenBank GQ203765), amongst others. The LSU sequence is 98 % similar to *P. terricola* (CBS 317.65, GenBank GQ203725) and 97 % to *Sporormiella megalospora* (GenBank GQ203743). In the present phylogenetic analyses, *P. citrullina* is closest to *P. terricola* and *Sporormiella megalospora*.



Colour illustrations. Watermelons for sale, Pernambuco, Brazil; pycnidial conidiomata; conidiogenous cells and conidia. Scale bars = 10 µm.

Rejane M.F. da Silva, Rafael J.V. de Oliveira, Cristina M. Souza-Motta, José L. Bezerra & Gladstone A. da Silva,
Departamento de Micologia Prof. Chaves Batista, Universidade Federal de Pernambuco, Recife, Brazil;
e-mail: re.biologicas@gmail.com, rafaelvilela87@gmail.com, souzamotta@yahoo.com.br, julabezerra@hotmail.com & gladstonesilva@yahoo.com

APÊNDICE C- *Simplicillium filiforme* R.M.F. Silva, R.J.V. Oliveira, Souza-Motta, J.L. Bezerra & G.A. Silva, sp. nov. (Persoonia 41, 2018: 238 – 417)

Persoonia 41, 2018: 238–417
www.ingentaconnect.com/content/nhn/pimj

RESEARCH ARTICLE

ISSN (Online) 1878-9080
https://doi.org/10.3767/persoonia.2018.41.12



Fungal Planet description sheets: 785– 867

P.W. Crous^{1,2}, J.J. Luangsa-ard³, M.J. Wingfield⁴, A.J. Carnegie⁵, M. Hernández-Restrepo¹, L. Lombard¹, J. Roux⁴, R.W. Barreto⁶, I.G. Baseia⁷, J.F. Cano-Lira⁸, M.P. Martín⁹, O.V. Morozova¹⁰, A.M. Stchigel⁸, B.A. Summerell¹¹, T.E. Brandrud¹², B. Dima¹³, D. García⁸, A. Giraldo^{1,14}, J. Guarro⁸, L.F.P. Gusmão¹⁵, P. Khamsuntorn³, M.E. Noordeloos¹⁶, S. Nuankaew¹⁷, U. Pinruan³, E. Rodríguez-Andrade⁸, C.M. Souza-Motta¹⁸, R. Thangavel¹⁹, A.L. van Iperen¹, V.P. Abreu²⁰, T. Accioly²¹, J.L. Alves⁶, J.P. Andrade¹⁵, M. Bahram^{22,27}, H.-O. Baral²³, E. Barbier²⁴, C.W. Barnes²⁵, E. Bendiksen¹², E. Bernard²⁴, J.D.P. Bezerra¹⁸, J.L. Bezerra¹⁸, E. Bizio^{26,27}, J.E. Blair²⁸, T.M. Bulyonkova²⁹, T.S. Cabral³⁰, M.V. Caiafa³¹, T. Cantillo¹⁵, A.A. Colmán⁶, L.B. Conceição¹⁵, S. Cruz³¹, A.O.B. Cunha¹⁸, B.A. Darveau³², A.L. da Silva⁶, G.A. da Silva¹⁸, G.M. da Silva⁷, R.M.F. da Silva¹⁸, R.J.V. de Oliveira¹⁸, R.L. Oliveira²¹, J.T. De Souza³³, M. Dueñas⁹, H.C. Evans³⁴, F. Epifani³⁵, M.T.C. Felipe¹⁸, J. Fernández-López⁹, B.W. Ferreira⁶, C.N. Figueiredo³⁶, N.V. Filippova³⁷, J.A. Flores³⁸, J. Gené⁸, G. Ghorbani³⁹, T.B. Gibertoni⁴⁰, A.M. Glushakova⁴¹, R. Healy³¹, S.M. Huhndorf⁴², I. Iturrieta-González⁸, M. Javan-Nikkhah³⁹, R.F. Juciano⁴³, Ž. Jurjević⁴⁴, A.V. Kachalkin⁴¹, K. Keochanpheng⁴⁵, I. Krisai-Greilhuber⁴⁶, Y.-C. Li⁴⁷, A.A. Lima²¹, A.R. Machado¹⁸, H. Madrid⁴⁸, O.M.C. Magalhães¹⁸, P.A.S. Marbach³⁶, G.C.S. Melanda⁴³, A.N. Miller⁴⁹, S. Mongkolsamrit³, R.P. Nascimento⁵⁰, T.G.L. Oliveira¹⁸, M.E. Ordoñez³⁸, R. Orzes⁵¹, M.A. Palma⁵², C.J. Pearce³², O.L. Pereira⁶, G. Perrone³⁵, S.W. Peterson⁵³, T.H.G. Pham⁵⁴, E. Piontelli⁵⁵, A. Pordel³⁹, L. Quijada⁵⁶, H.A. Raja⁵⁷, E. Rosas de Paz^{8,58}, L. Ryvarden⁵⁹, A. Saitta⁶⁰, S.S. Salcedo⁶, M. Sandoval-Denis^{1,14}, T.A.B. Santos¹⁵, K.A. Seifert⁶¹, B.D.B. Silva⁶², M.E. Smith³¹, A.M. Soares⁴⁰, S. Sommai³, J.O. Sousa²¹, S. Suetrong¹⁷, A. Susca³⁵, L. Tedersoo²², M.T. Telleria⁹, D. Thanakitpipattana³, N. Valenzuela-Lopez^{8,63}, C.M. Visagie⁶⁴, M. Zapata⁶⁵, J.Z. Groenewald¹

Key words

ITS nrDNA barcodes
LSU
new taxa
systematics

Abstract Novel species of fungi described in this study include those from various countries as follows: **Angola**, *Gnomoniopsis angolensis* and *Pseudopithomyces angolensis* on unknown host plants. **Australia**, *Dothiora corymbiae* on *Corymbia citriodora*, *Neoeucasphaeria eucalypti* (incl. *Neoeucasphaeria* gen. nov.) on *Eucalyptus* sp., *Fumagopsis stellae* on *Eucalyptus* sp., *Fusculina eucalyptorum* (incl. *Fusculinaceae* fam. nov.) on *Eucalyptus socialis*, *Harknessia corymbicola* on *Corymbia maculata*, *Neocelosporium eucalypti* (incl. *Neocelosporium* gen. nov., *Neocelosporiaceae* fam. nov. and *Neocelosporiales* ord. nov.) on *Eucalyptus cyanophylla*, *Neophaeomoniella corymbiae* on *Corymbia citriodora*, *Neophaeomoniella eucalyptigena* on *Eucalyptus pilularis*, *Pseudoplagiostoma corymbicola* on *Corymbia citriodora*, *Teratosphaeria gracilis* on *Eucalyptus gracilis*, *Zasmidium corymbiae* on *Corymbia citriodora*. **Brazil**, *Calonectria hemileiae* on pustules of *Hemileia vastatrix* formed on leaves of *Coffea arabica*, *Calvatia caatinguensis* on soil, *Cercospora solani-betacei* on *Solanum betaceum*, *Clathrus natalensis* on soil, *Diaporthe poincianellae* on *Poincianella pyramidalis*, *Geastrum piquiriunense* on soil, *Geosmithia carolliae* on wing of *Carollia perspicillata*, *Henningsia resupinata* on wood, *Penicillium guaibinense* from soil, *Periconia caespitosa* from leaf litter, *Pseudocercospora styracina* on *Styrax* sp., *Simplicillium filiforme* as endophyte from *Citrullus lanatus*, *Thozetella pindobacuensis* on leaf litter, *Xenosonderhenia coussapoeae* on *Coussapoa floccosa*. **Canary Islands (Spain)**, *Orbilia amarilla* on *Euphorbia canariensis*. **Cape Verde Islands**, *Xylodon jacobaeus* on *Eucalyptus camaldulensis*. **Chile**, *Colletotrichum arboricola* on *Fuchsia magellanica*. **Costa Rica**, *Lasiosphaeria miniovina* on tree branch. **Ecuador**, *Ganoderma chocoense* on tree trunk. **France**, *Neofitzroyomyces neri* (incl. *Neofitzroyomyces* gen. nov.) on *Nerium oleander*. **Ghana**, *Castanediella tereticomis* on *Eucalyptus tereticomis*, *Falcocladium africanum* on *Eucalyptus brassiana*, *Rachicladosporium corymbiae* on *Corymbia citriodora*. **Hungary**, *Entoloma silvae-frondosae* in *Carpinus betulus*-*Pinus sylvestris* mixed forest. **Iran**, *Pseudopyricularia persiana* on *Cyperus* sp. **Italy**, *Inocybe roseascens* on soil in mixed forest. **Laos**, *Ophiocordyceps houaynhangensis* on Coleoptera larva. **Malaysia**, *Monilochaetes melastomae* on *Melastoma* sp. **Mexico**, *Absidia terrestris* from soil. **Netherlands**, *Acaulium pannemaniae*, *Conioscypha boutwelliae*, *Fusicolla septimanifiniscentiae*, *Gibellulopsis simonii*, *Lasionectria hilhorstii*, *Lectera nordwiniana*, *Leptodiscella rintellii*, *Parasarocladium debryunii* and *Saro-cladium dejongiae* (incl. *Sarocladiaceae* fam. nov.) from soil. **New Zealand**, *Gnomoniopsis rosae* on *Rosa* sp. and *Neodevriesia metrosideri* on *Metrosideros* sp. **Puerto Rico**, *Neodevriesia coccolobae* on *Coccoloba uvifera*, *Neodevriesia tabebuiae* and *Alfaria tabebuiae* on *Tabebuia chrysantha*. **Russia**, *Amanita paludosa* on bogged soil in mixed deciduous forest, *Entoloma tiliae* in forest of *Tilia x europaea*, *Kwonilella endophytica* on *Pyrus communis*. **South Africa**, *Coniella diospyri* on *Diospyros mespiliformis*, *Neomelanconiella combreti* (incl. *Neomelanconiellaceae*

© 2018 Naturalis Biodiversity Center & Westerdijk Fungal Biodiversity Institute

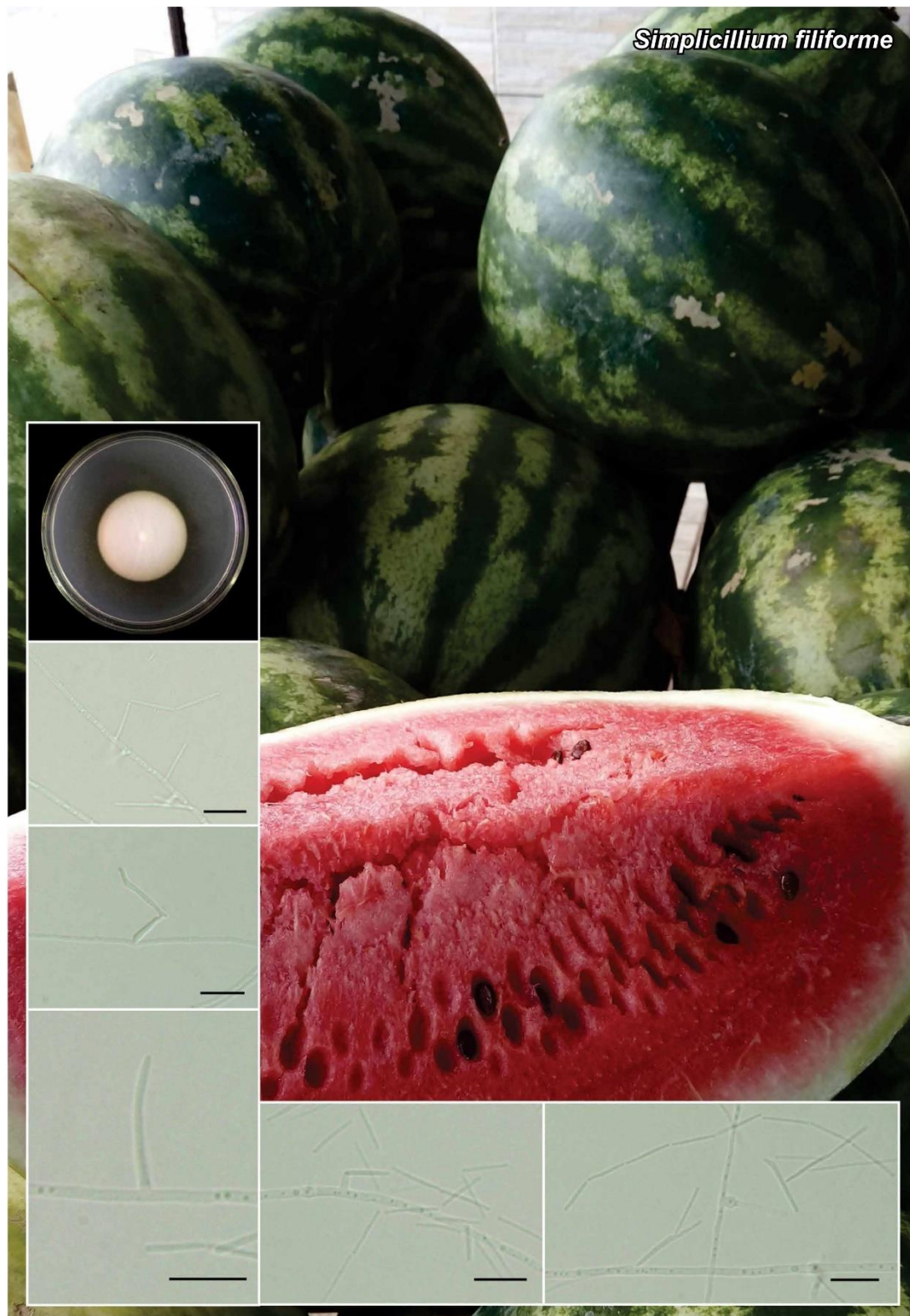
You are free to share - to copy, distribute and transmit the work, under the following conditions:

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

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

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

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



Fungal Planet 862 – 14 December 2018

Simplicillium filiforme R.M.F. Silva, R.J.V. Oliveira, Souza-Motta, J.L. Bezerra & G.A. Silva, *sp. nov.*

Etymology. The name refers to the filiform shape of its conidia.

Classification — *Cordycipitaceae*, *Hypocreales*, *Sordariomycetes*.

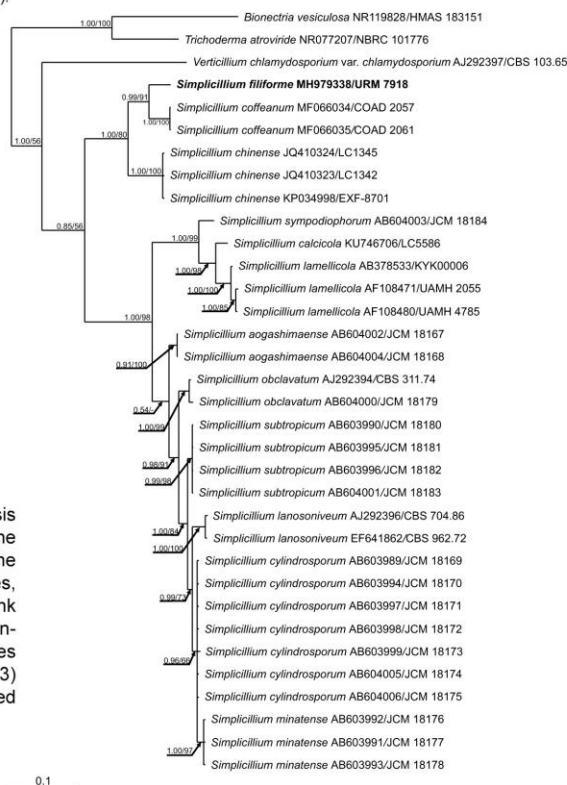
Mycelial hyphae thin, hyaline, septate, branched, smooth-walled, 1.8–2.7 µm diam. *Phialides* hyaline, produced on aerial hyphae, solitary, elongate, slightly tapering towards the apex, 9–18 × 1 µm. *Conidia* long, fusoid to filiform, hyaline, smooth-walled, catenulate, straight to curved, sometimes forming zigzag chains, 7.2–12.5 × 1 µm.

Culture characteristics — Colonies on PDA reaching 44 mm diam after 10 d at 25 °C, white, slow growth, moderate aerial mycelium, cottony surface, compact. Reverse white to yellowish cream. Colonies on MEA reaching 40 mm diam after 10 d at 25 °C, white, slow growth, cottony surface, moderate aerial mycelium. Reverse dark yellow.

Typus. BRAZIL, Pernambuco state, Petrolândia municipality, isolated as endophyte from leaves of *Citrullus lanatus* (*Cucurbitaceae*), 25 July 2016, R.M.F. Silva (holotype URM 91886, culture ex-type URM 7918, ITS and LSU sequences GenBank MH979338 and MH979399, MycoBank MB827982).

Notes — The genus *Simplicillium* was introduced by Zare & Gams (2001). Members of this genus include endophytic species, parasites and saprobes isolated from different environments such as soil, freshwater, plants and other parasitic fungi (Liu & Cai 2012, Nonaka et al. 2013, Gomes et al. 2018). Morphologically, *S. filiforme* is similar to *S. obclavatum* and *S. chinense* which also form conidial chains. However, *S. filiforme* is different from *S. obclavatum* and *S. chinense* based on the size and shape of its conidia. *Simplicillium filiforme* produces conidia that are long, fusoid to filiform, catenulate, straight to curved (7.2–12.5 × 1 µm) while *S. obclavatum* produces conidia obclavate to ellipsoidal (2.5–3.5 × 1–2 µm) and *S. chinense* produces conidia that are mostly ovoid, ellipsoidal or cylindrical (3.5–5 × 1–1.5 µm). Based on ITS rDNA, the new species *S. filiforme* is phylogenetically close to *S. coffeanum*, though *S. coffeanum* form macroconidia and microconidia with subglobose to ellipsoidal heads at the apex of the phialides (Gomes et al. 2018).

Bayesian inference (BI) tree obtained by phylogenetic analysis of ITS rDNA sequences from members of *Simplicillium*. The new species is in **bold** face. Support values, shown at the nodes, are from BI and Maximum Likelihood (ML) analyses, respectively. *Bionectria vesiculosa* (HMAS 183151, GenBank NR119828) and *Trichoderma atroviride* (NBRC 101776, GenBank NR077207) were used as outgroup. BI and ML analyses were performed in MrBayes (Ronquist & Huelsenbeck 2003) and PhyML (Guindon & Gascuel 2003), respectively, launched from TOPALi v. 2.5 (Milne et al. 2004).



Colour illustrations. Watermelons for sale, Pernambuco, Brazil; colony on PDA, phialides and conidia, conidial chain. Scale bars = 10 µm.

Rejane M.F. da Silva, Rafael J.V. de Oliveira, Cristina M. Souza-Motta, José L. Bezerra & Gladstone A. da Silva, Departamento de Micologia Prof. Chaves Batista, Universidade Federal de Pernambuco, Recife, Brazil; e-mail: re.biologicas@gmail.com, rafaelvilela87@gmail.com, souzamoto@yahoo.com.br, jlulabezerra@hotmail.com & gladstonesilva@yahoo.com

APÊNDICE D- *Perenniporia centrali-africana* Decock & Mossebo, Sytematics and Geography of Plants 71 (2): 608 (2001). Mycological Diversity Description II (Acta Botanica Brasilica - 33(1): 163-173. Jan-Mar 2019)



Acta Botanica Brasilica - 33(1): 163-173. Jan-Mar 2019.
doi: 10.1590/0102-33062018abb0411

MDD

Mycological Diversity Description II

Rejane Maria Ferreira da Silva^{1*}, Adriene Mayra Soares^{1*}, Ana Patrícia Sousa Lopes de Pádua¹, André Luiz Firmino^{2*}, Cristina Maria de Souza-Motta¹, Gladstone Alves da Silva¹, Helio Longoni Plautz Jr³, Jadson Diogo Pereira Bezerra^{1*}, Laura Mesquita Paiva¹, Leif Ryvarden⁴, Luisa Cunha Oliani⁵, Mayara Alice Correia de Melo¹, Oliane Maria Correia Magalhães¹, Olinto L. Pereira⁶, Rafael José Vilela de Oliveira¹, Tatiana Baptista Gibertoni¹, Thays Gabrielle Lins de Oliveira¹, Virginia Michelle Svedese⁵ and Xinlei Fan⁷

Received: May 17, 2018
Accepted: February 4, 2019

ABSTRACT

Here, *Diaporthe myracrodruonis* is introduced as new species from Brazil, isolated as endophyte from *Myracrodruon urundeuva*. *Asterina mandaquiensis* is epitypified and illustrated for the first time. *Serpula similis* is reported as new to the Neotropics, while *Perenniporia centrali-africana* is reported for the first time as endophyte and *Preussia africana* as endophyte from *Spondias tuberosa* in Caatinga in Brazil.

Keywords: Asterinales, Boletales, CaM, Diaporthales, ITS rDNA, LSU rDNA, Pleosporales, Polyporales, *tef1-α*, TUB2

Perenniporia centrali-africana Decock & Mossebo, Systematics and Geography of Plants 71 (2): 608 (2001)

(Fig. 1)

Culture characteristics: Colonies on PDA growing up to 50 × 55 mm diam. after 10 days at 25 °C, cottony, without pigment, surface white, reverse plate white. Colonies on MEA 45 × 50 mm diam., cottony, surface white, reverse plate

white. **Hyphal system** dimitic to trimitic, generative hyphae with clamp-connection, thin-walled, hyaline, branched, 2–3 μm wide; skeletal hyphae thick-walled, unbranched, hyaline, slightly dextrinoid in Melzer's reagent, 2–4 μm wide. Connective hyphae branched and sinuous, thin, without clamp-connection, 2 μm wide. Chlamydospore-like structures terminal or intercalary, smooth, globose to sub-globose, 10 × 5 μm. Reproductive structures basidia and basidiospores absent.

¹ Departamento de Micologia, Universidade Federal de Pernambuco, 50740-600, Recife, PE, Brazil

² Instituto de Ciências Agrárias, Universidade Federal de Uberlândia, 38500-000, Monte Carmelo, MG, Brazil

³ Laboratório de Microbiologia, Instituto de Ciências Biológicas, Universidade Federal do Pará, 66075-110, Belém, PA, Brazil

⁴ Institute of Biological Sciences, University of Oslo, N-0316, Oslo, Norway

⁵ Laboratório de Microbiologia, Universidade Federal do Vale do São Francisco, 56304-917, Petrolina, PE, Brazil

⁶ Departamento de Fitopatologia, Universidade Federal de Viçosa, 36570-000, Viçosa, MG, Brazil

⁷ The Key Laboratory for Silviculture and Conservation of the Ministry of Education, Beijing Forestry University, 100083, Beijing, China

* Corresponding authors: re.biologicas@gmail.com; adriene_soares@yahoo.com.br; andrefirmino@ufu.br; jadsndpb@gmail.com



Material examined: **BRAZIL, Pernambuco:** Petrolândia, isolated as endophyte in leaves of *Citrullus lanatus* crops (Cucurbitaceae), 25 July 2016, R.M.F. Silva (strain: URM 7859; GenBank MH330690).

Notes — *Perenniporia* Murrill is a cosmopolitan genus with the ability to colonize various habitats and substrates and has been reported as endophytes in several plants, such as stems of *Theobroma gileri* (Evans et al. 2003), leaves of palm (Pinruan et al. 2010) and leaves of bamboo (Zhou et al. 2017). The type material of *P. centrali-africana* was first reported on dead wood of an angiosperm in Cameroon

(Decock & Mossebo, 2001). Since the original description, there has been only one other report of this species in the world, which was found on decaying wood in Brazil (Crous et al. 2017). *Perenniporia centrali-africana* was identified based on phylogenetic analysis using ITS rDNA sequences, and is reported here for the first time as endophyte. In addition, chlamydospore-like structures are also reported for the first time for the species. The sequence obtained showed 99% identity with other sequences deposited as *P. centrali-africana* (GenBank: KX584433). The phylogenetic analysis resolved our sequence as closely related to other sequences of *P. centrali-africana* (Fig. 2).

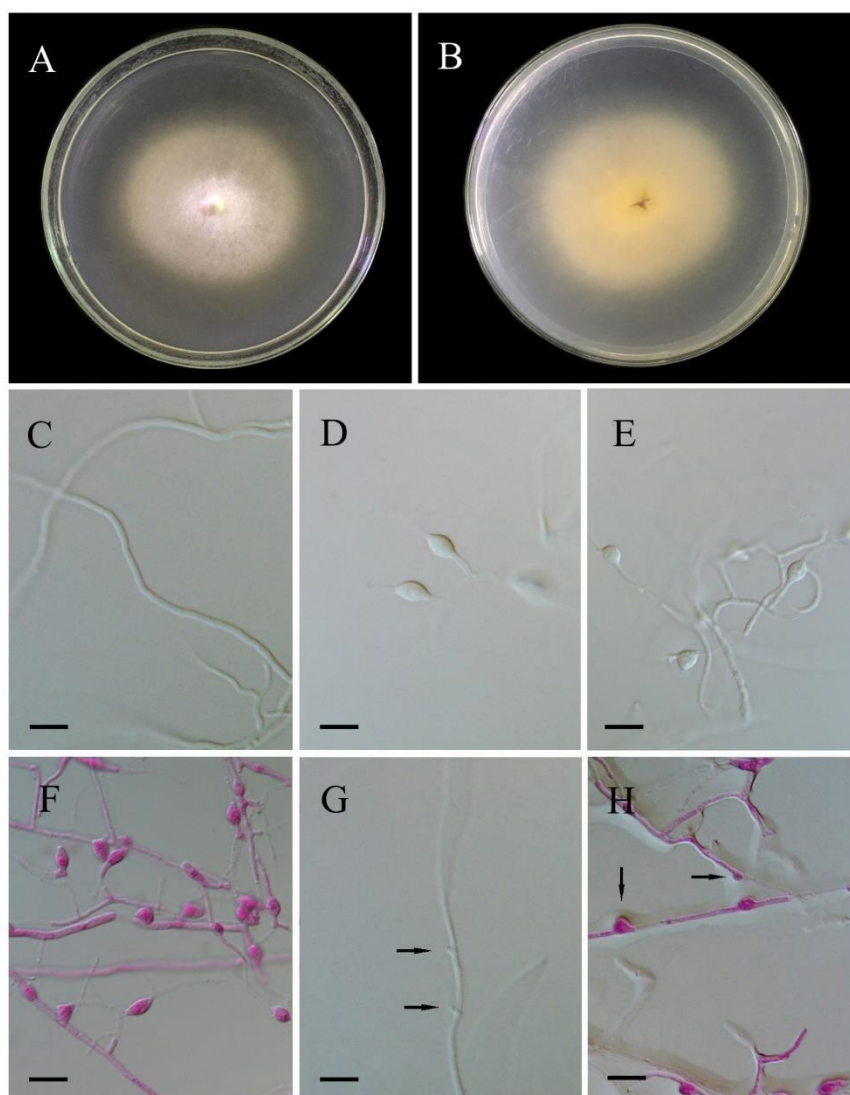


Figure 1. *Perenniporia centrali-africana*. **A-B.** Culture on PDA after 10 days (B, reverse); **C.** Skeletal hyphae. **D-E.** Chlamydospores-like structures. **G-H.** Generative hyphae with clamp connection (arrowed). Scale bars: 10 μ m.

Mycological Diversity Description II

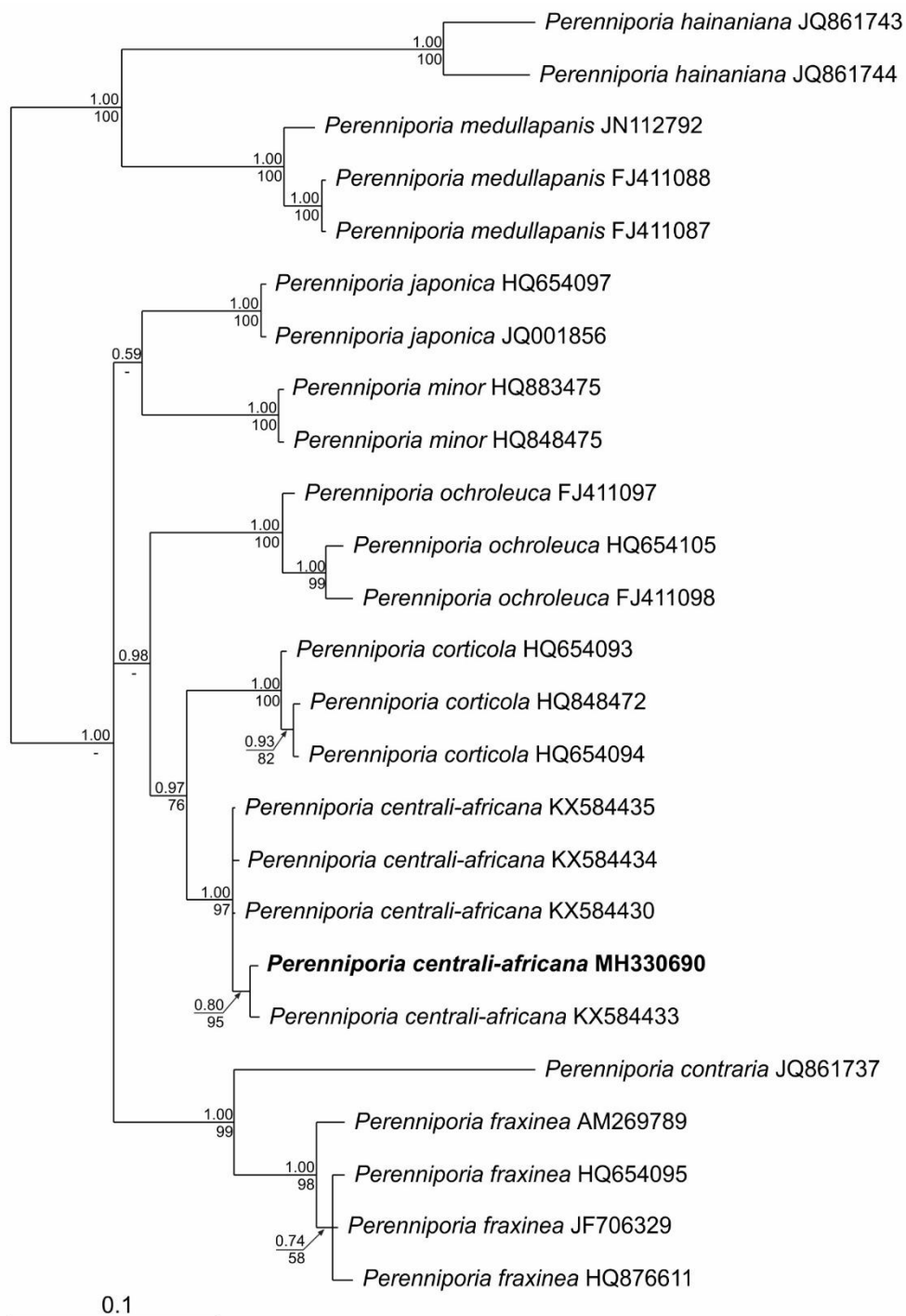


Figure 2. Phylogenetic tree of the *Perenniporia* constructed using ITS rDNA sequences, showing the position of *P. centrali-africana* isolated from watermelon leaves. The sequence obtained in this study is in boldface. Support values are from Bayesian inference and maximum likelihood analyses, respectively.



APÊNDICE E- áreas de coletas: A- cultivos de abóbora (*Cucurbita moschata*); B- cultivos de melão (*Cucumis melo*); C- cultivos de melancia (*Citrullus lanatus*).

