

ABEL GALON TORRES

**FUNGOS FITOPATOGÊNICOS ASSOCIADOS A *Passiflora foetida* NO  
BRASIL E O SEU POTENCIAL PARA USO EM CONTROLE BIOLÓGICO**

Dissertação apresentada à Universidade Federal de Viçosa, como parte das exigências do Programa de Pós-Graduação em Fitopatologia, para obtenção do título de *Magister Scientiae*.

VIÇOSA  
MINAS GERAIS – BRASIL  
2019

Ficha catalográfica preparada pela Biblioteca Central da Universidade  
Federal de Viçosa - Câmpus Viçosa

T

T693f  
2019 Torres, Abel Galon, 1990-  
Fungos fitopatogênicos associados a *Passiflora foetida* no  
Brasil e o seu potencial para uso em controle biológico / Abel  
Galon Torres. – Viçosa, MG, 2019.  
vii, 59 f. : il. (algumas color.) ; 29 cm.

Inclui anexos.

Orientador: Robert Weingart Barreto.

Dissertação (mestrado) - Universidade Federal de Viçosa.

Referências bibliográficas: f. 28-35.

1. *Passiflora foetida*. 2. Plantas invasoras. 3. Plantas -  
Controle biológico. I. Universidade Federal de Viçosa.  
Departamento de Fitopatologia. Programa de Pós-Graduação em  
Fitopatologia. II. Título.

CDD 22. ed. 632.5|

ABEL GALON TORRES

**FUNGOS FITOPATOGÊNICOS ASSOCIADOS A *Passiflora foetida* NO  
BRASIL E O SEU POTENCIAL PARA USO EM CONTROLE BIOLÓGICO**

Dissertação apresentada à Universidade Federal de Viçosa, como parte das exigências do Programa de Pós-Graduação em Fitopatologia, para obtenção do título de *Magister Scientiae*.

APROVADA: 15 de março de 2019.

---

Dartanhã José Soares

---

Lucas Magalhães de Abreu

---

Robert Weingar Barreto  
(Orientador)

*Aos meus pais, Elizabeth e Walcy*  
*Aos meus irmãos, Thais e Pedro*  
*Aos meus amigos e familiares*

*DEDICO*

## **AGRADECIMENTOS**

A Deus, por estar sempre presente em minha vida.

Aos meus pais Elizabeth e Walcy, aos meus irmãos Thaís e Pedro e aos meus tios e primos, por todo apoio, amizade, carinho e amor incondicional.

Ao Prof. Robert Weingart Barreto, pela orientação, apoio, confiança, sugestões, críticas, ensinamentos, paciência e pelo incentivo incessante.

Aos amigos de Colatina(ES) e de Viçosa(MG), por sempre estarem ao meu lado.

Aos amigos do laboratório, pela amizade, ajuda, troca de conhecimentos, e pelo bom e divertido convívio.

À Universidade Federal de Viçosa e ao Departamento de Fitopatologia, pela oportunidade de realização do treinamento no Programa de Pós-Graduação em Fitopatologia (Mestrado).

À CAPES pela concessão da bolsa de estudo.

À CSRIO – Austrália, pelo financiamento do Projeto.

A todas as pessoas que de alguma forma contribuíram para realização desse trabalho.

## **BIOGRAFIA**

ABEL GALON TORRES, filho de Elizabeth Regina Galon Torres e Walcy Aurélio de Souza Torres, nasceu na cidade de Colatina-ES, no dia 28 de julho de 1990.

Realizou todos os estudos básicos na cidade de Colatina e o ensino médio no CEFET - Centro Federal de Educação Tecnológica. Em 2010, iniciou o curso de graduação em Engenharia Agrícola e Ambiental, em 2014 transferiu-se para o curso de graduação em Agronomia, ambos na Universidade Federal de Viçosa, graduando-se em Janeiro de 2017.

Em Março de 2017, iniciou o programa de mestrado em Fitopatologia na Universidade Federal de Viçosa, sob orientação do professor Robert Weingart Barreto.

## SUMÁRIO

<b>RESUMO</b> .....	<b>VI</b>
<b>ABSTRACT</b> .....	<b>VII</b>
<b>INTRODUÇÃO</b> .....	<b>1</b>
<b>MATERIAIS E MÉTODOS</b> .....	<b>5</b>
LEVANTAMENTO DE FUNGOS ASSOCIADOS A <i>PASSIFLORA FOETIDA</i> .....	5
PROCESSAMENTO GERAL DE AMOSTRAS .....	5
EXAME MORFOLÓGICO.....	6
TESTE DE PATOGENICIDADE 1 .....	6
TESTE DE PATOGENICIDADE 2 .....	7
TESTE DE PATOGENICIDADE 3 .....	7
ANÁLISE MOLECULAR.....	8
<b>RESULTADOS</b> .....	<b>9</b>
LEVANTAMENTO DE FUNGOS ASSOCIADOS A <i>PASSIFLORA FOETIDA</i> .....	9
TESTES DE PATOGENICIDADE 1 .....	12
TAXONOMIA .....	15
<b>DISCUSSÃO</b> .....	<b>19</b>
<b>REFERÊNCIAS</b> .....	<b>28</b>

## RESUMO

TORRES, Abel Galon, M.Sc., Universidade Federal de Viçosa, março de 2019. **Fungos fitopatogênicos associados a *Passiflora foetida* no Brasil e o seu potencial para uso em controle biológico.** Orientador: Robert Weingart Barreto.

*Passiflora foetida* é uma planta que ocorre majoritariamente nas Américas. No Brasil é encontrada com maior frequência nos estados do Nordeste. Trata-se de uma trepadeira herbácea capaz de se desenvolver em diferentes condições edafoclimáticas, sendo encontrada em altitudes que vão do nível do mar até 1300m de altitude. *Passiflora foetida* é uma invasora de vegetação natural em diversos países, EUA, Equador, Austrália, Vietnã e é considerada uma das plantas invasoras mais problemáticas na zona de transição de savana para floresta, na África subsaariana, bem como na região Norte da Austrália, onde é considerada um risco à integridade da biota nativa. Os registros de fungos associados à *P. foetida* foram em sua maioria feitos na Ásia e Oceania, onde a planta é exótica. Visando realizar um levantamento de fungos encontrados em associação com a planta com potencial para uso no controle biológico clássico desta, na Austrália, foram realizadas coletas em todos os estados do nordeste brasileiro, resultando na obtenção de 118 isolados. Foi realizada uma triagem simples baseada na especificidade em relação ao hospedeiro e 5 destes isolados apresentaram potencial para biocontrole de *P. foetida*. Dentre estes, 4 foram identificados com base na morfologia e dados moleculares como *Alternaria alternata* (COAD 2619), *Colletotrichum theobromicola* (COAD 2620) e *Fusarium pseudocircinatum* (COAD 2626), *Cercospora* sp. nov.1 (COAD 2621) pela primeira vez relatados nesse hospedeiro. *Cercospora* sp. (COAD 2629) foi identificado somente com base morfológica, portanto estudos filogenéticos precisam ser realizados.

## ABSTRACT

TORRES, Abel Galon, M.Sc., Universidade Federal de Viçosa, March, 2019. **Phytopathogenic fungi associated with *Passiflora foetida* in Brazil and its potential for use in biological control.** Advisor: Robert Weingart Barreto.

*Passiflora foetida* is a plant that occurs mainly in the Americas in Brazil it is found more frequently in the states of the Northeast. It is an herbaceous climbing vine capable of developing in different soil-climatic conditions, having been found in altitudes ranging from sea level up to 1300m. *Passiflora foetida* is an invader of natural vegetation in several countries including, USA, Ecuador, Australia and Vietnam and is considered one of the most problematic invasive plants in the transition zone from savanna to forest in sub-Saharan Africa, as well as in the North of Australia where is considered a risk to the integrity of the native biota. The records of fungi associated with *P. foetida* are mostly from in Asia and Oceania, where the plant is an exotic component of the flora. In order to perform a survey for fungi found in association with the plant with potential for use in the classical biological control of the species in Australia, collections were carried out in all states of the Brazilian Northeast, resulting in fungal 118 isolates. A host-specificity screening was carried out and five of these isolates were regarded as preliminarily having potential for use in classical biocontrol of *P. foetida* in Australia. Among these, four were identified based on morphology and molecular data as *Alternaria alternata* (COAD 2619), *Colletotrichum theobromicola* (COAD 2620) and *Fusarium pseudocircinatum* (COAD 2626), *Cercospora* sp. Nov.1 (COAD 2621) reported for the first time in this host. *Cercospora* sp. (COAD 2629) was identified only on a morphological basis, therefore phylogenetic studies must be performed.

## INTRODUÇÃO

A família Passifloraceae é composta por aproximadamente 20 gêneros e 650 espécies, sendo que a maioria das espécies pertence ao gênero *Passiflora*, com cerca de 400 espécies descritas (Brizyck 1961; Killip 1938). São predominantemente tropicais e subtropicais, com ocorrência principalmente nas Américas, com menor diversidade na Austrália e Ásia (Brizyck 1961; Heywood 2007). O gênero *Passiflora* é nativo do oeste da Índia e América do Sul, podendo ser encontrado em diferentes tipos de terreno, bancos de areia, solos rochosos e pedregosos, restingas, entre outros (Spooner et al. 2008).

*Passiflora foetida*, espécie vulgarmente conhecida no Brasil como maracujá-de-estalo, maracujá-de-cobra, maracujá-da-praia, entre outros, é uma trepadeira herbácea, com tricomas glandulares de colocação amarela ou dourada, viscosos, densos, estando presente nos ramos, folhas estípulas e brácteas. Está presente no Texas, México, América Central, Antilhas e América do Sul (Nunes 2002). No Brasil há relatos de sua presença em todos os estados (CRIA 2018). É encontrada no nível do mar até 1300m de altitude e floresce e frutifica durante todo o ano (Nunes 2002). Killip (1938) reconheceu 38 variedades de *P. foetida*. Posteriormente (Vanderplank 2013) considerou vinte e oito dentre estas como sinônimas, quatro foram redesignadas como variedades de outra espécie e apenas seis permanecem como variedades de *P. foetida*.

Há registros de diferentes usos para *P. foetida*. Foi introduzida em alguns países para ser utilizada como planta de cobertura com intuito de controlar ervas daninhas, por exemplo na Malásia e na África Oriental (Purseglove 1968). Essa utilização se mostrou equivocada devido ao fato de ser invasora de difícil controle e formar rapidamente um banco de sementes no solo. Em diversas regiões é utilizada na alimentação: na Colômbia o arilo é comido (Castañeda 1991), na Tailândia as folhas jovens são cozidas e comidas (Phengkhai e Khamsai 1985), e na Venezuela os frutos são utilizados no preparo de refrescos (Ragonese e Martínez Crovetto 1947). Estudos sobre características nutricionais das folhas da planta foram realizados e constatou-se que possuem um alto teor de proteína (6-7%) (Voon e Kueh 1999), e a produção pode chegar a 2500Kg/ha (Ercilla 1992). Extratos da planta mostraram atividade biológica e farmacológica, ação analgésica, antidiarreica e atividade citotóxica (Asadujjaman et al. 2014). Entretanto, foi demonstrado também que *P. foetida* é uma planta cianogênica e capaz de causar intoxicação em caprinos que se alimentaram de folhas frescas, principalmente no período de estiagem. (Fabrício et al. 2011). Os usos reais e potenciais de *P. foetida* são suplantados

em muito pela sua nocividade como planta daninha causadora de graves problemas ambientais em regiões tropicais onde foi introduzida.

Plantas daninhas são classificadas como espécies botânicas que ocorrem espontaneamente e interferem negativamente nas atividades humanas (Blanco 1972), mas também são responsáveis por causarem impactos negativos em ecossistemas terrestres e aquáticos. A introdução de plantas exóticas invasoras pode modificar o habitat natural de diferentes formas, afetando a disponibilidade de alimento, processos de sedimentação, condição nutricional do solo, diversidade da flora e fauna, entre outros, podendo provocar destruição de teias alimentares e extinção de espécies que as compõem (Barreto 2009).

As perdas na produção agrícola em todo o mundo são inúmeras, representando um dos principais fatores limitantes para a produtividade agrícola. Suas interferências negativas são diversas: competição por água, nutrientes minerais do solo, luz, prejuízo às operações de colheita e processamento de produtos agrícolas pós-colheita (onde pode ocorrer contaminação do produto colhido com sementes e outras partes vegetais da planta daninha, dificultando o beneficiamento e desta forma prejudicando a qualidade final do produto e reduzindo seu valor), alelopatia, atuação como hospedeiros alternativos de pragas e doenças (Lorenzi 2000).

Estimativas das perdas causadas por interferência de plantas daninhas são de bilhões de dólares por ano, variando de 5% a 10% da produção agrícola mundial (Radosevich et al. 1997). Uma forma indireta de analisar a importância econômica das plantas daninhas é através do valor mundial do mercado de herbicidas, que cresceu 39% entre 2002 e 2011 (Gianessi 2013).

*Passiflora foetida* é uma invasora de vegetação natural em diversas ilhas do Oceano Pacífico tais como Wallis e Futuna, Samoa Americana, Palau, Nova Caledônia, Guam e Polinésia Francesa (Meyer 2000a). Também ocorre como invasora nos EUA, Vietnam, Bahamas, Equador, e é considerada uma das plantas invasoras mais problemáticas na zona de transição de savana para floresta na África subsaariana, assim como em áreas com elevados níveis de pluviosidade no sudeste da Ásia. Na África Oriental infesta as culturas de arroz, algodão, soja, feijão-caupi, entre outras, sendo conhecida por formar uma densa cobertura do solo, o que impede e atrasa o desenvolvimento de outras espécies (PIER 2002; Takim et al. 2012). Na Austrália, na região Norte, no parque Kakadu, *Passiflora foetida* foi relatada como uma das plantas invasoras mais danosas à integridade da biota (Cowie et al. 1993).

O controle químico de *P. foetida* tem sido utilizado e Hamilton (1997) enumerou diuron + fluroxipir, atrazina, atrazina + dicamba, fluroxipir e 2,4-D + ioxinil, como substâncias registradas para uso no seu controle na Austrália. Embora o controle químico possa ser utilizado pontualmente em áreas sob exploração econômica invadidas por *P. foetida*, essa estratégia é economicamente inviável e ambientalmente indesejável para seu controle em áreas naturais infestadas. Uma forma de controle mais sustentável de plantas daninhas é o biocontrole. O uso de inimigos naturais oferece a única solução segura, econômica e ambientalmente em situações de invasões de ecossistemas naturais (McFadyen 1998). O controle de modo sustentável só é possível através do uso de inimigos naturais que coevoluíram com o organismo alvo, uma abordagem bem estabelecida conhecida como controle biológico clássico (Raghu et al. 2007). O controle biológico clássico é definido como a regulação de uma população de pragas exótica (sendo a praga uma espécie de inseto, ácaro, mamífero, plantas, patógeno ou outro) por inimigos naturais, parasitas, predadores, patógenos, os quais são importados com esse propósito. Esse método de controle geralmente é utilizado quando a praga atingiu uma densidade populacional elevada no novo ambiente devido às condições favoráveis para seu desenvolvimento e/ou ausência de inimigos naturais (Caltagirone 1981). O desenvolvimento de um programa de biocontrole de sucesso depende de diversos fatores de difícil previsão tais como: o dano que o agente do biocontrole pode causar à população-alvo e se o dano total é significativo na redução da população-alvo; a densidade populacional que o agente de biocontrole é capaz de alcançar no novo ambiente, entre outros (Cullen 1995). Uma base fundamental para o sucesso no controle biológico clássico de plantas daninhas exóticas é o desenvolvimento de pesquisas no centro de origem das espécies invasoras com o intuito de encontrar inimigos naturais que tenham real potencial e sejam seguros para introdução nas regiões onde a planta hospedeira se tornou um problema (Barton 2016).

Mais de uma centena de programas de controle biológico clássico de plantas daninhas já foram desenvolvidos mundialmente. Alguns são exemplo de notável sucesso, como por exemplo o controle do cactus *Opuntia* sp. na Austrália utilizando a mariposa *Cactoblastis cactorum*, importada da Argentina na década de 1920 (Caltagirone 1981), o controle de *Chondrilla juncea*, obtido pela introdução da ferrugem europeia *Puccinia chondrillina* (Cullen e Groves 1977), o controle de *Passiflora tarminiana*, no Havaí, pela introdução do fungo *Septoria passiflorae*, importado da Colômbia (Trujillo et al. 1994;

Trujillo 2005) e o controle de *Rubus constrictus/Rubus fruticosus* no Chile utilizando-se a ferrugem *Phragmidium violaceum* importada da Alemanha (Oehrens 1977). Barreto (2009) mencionou 31 espécies de fitopatógenos que foram introduzidos em programas de controle biológico clássico de plantas daninhas, sendo todos eles espécies de fungos, onde 16 destes contribuíram parcial ou significativamente para o controle da planta alvo. A história do uso de fungos fitopatogênicos no controle biológico de plantas daninhas é ainda recente (cinquenta anos) quando comparada com a do uso de insetos (iniciada no século XIX) (Barreto et al. 2012), mesmo assim, a taxa de sucesso obtido com essas introduções tem sido elevada com boa proporção de estabelecimento dos agentes, seguida de redução da população das espécies de planta daninha que se pretendia controlar (Barreto 2009; Evans et al. 2001). O histórico tem sido altamente favorável, inclusive sob o aspecto da segurança. Não há qualquer caso relevante registrado de efeito indesejável da introdução de fungos para o biocontrole de plantas daninhas – particularmente impactos sobre plantas não-alvos (Barton 2004). Neste trabalho priorizou-se a investigação dos fungos fitopatogênicos que ocorrem sobre *P. foetida* em parte de seu centro de origem no Brasil.

Os registros existentes de fungos associados a *P. foetida* foram em sua maioria feitos na Ásia e Oceania, onde a planta é exótica – portanto, se tratando sobretudo de saprófitas ou fungos fitopatogênicos generalistas e não coevoluidos, como é desejável para agentes de biocontrole. No Brasil, que faz parte de sua área nativa, nenhum fungo foi relatado, até hoje, em associação com *P. foetida* (Farr e Rossman 2019), o que reflete a falta de estudos sobre sua microbiota no país. Com o intuito de preencher essa lacuna, este trabalho teve como objetivo realizar um levantamento em área significativa de ocorrência natural de *P. foetida* no nordeste do Brasil, com coletas, estudo morfológico e filogenético dos fungos encontrados em associação com *P. foetida* e avaliação preliminar do seu potencial para uso no controle biológico clássico dessa planta invasora na Austrália.

## MATERIAIS E MÉTODOS

### Levantamento de fungos associados a *Passiflora foetida*

O itinerário das viagens de coleta foi escolhido através de pesquisas no banco de dados speciesLink (<http://www.splink.org.br/index?lang=pt>), bem como no GBIF - Global Biodiversity Information Facility (<https://www.gbif.org/>) e Nunes (2002), onde foi constatado uma maior ocorrência de *P. foetida* no Nordeste brasileiro. Os pontos de coleta foram escolhidos de forma a contemplar municípios concentrando diversos registros de ocorrências, mas outras localidades que se supôs serem promissoras pela sua eco geografia, ou mesmo aleatoriamente, foram também incluídas. As viagens foram realizadas em 3 etapas (12/07 a 20/07/2017; 12/01 a 19/01/2018; 04/06 a 13/06/2018) devido grande extensão a ser coberta e visando a coleta em diferentes épocas do ano. Em cada ponto escolhido os dois coletores (A. G. Torres e D. M. Macedo) buscaram evidências da ocorrência da planta. Quando indivíduos ou populações de *P. foetida* foram encontradas, as plantas foram examinadas em busca de sintomas de doenças e, quando detectadas, foram feitos registros fotográficos do habitat, das plantas e dos sintomas presentes. Amostras foram tomadas com tesoura de poda e secas em uma prensa botânica para exame posterior. Informações foram registradas para cada amostra (número da amostra, coordenadas geográficas, tamanho da população da planta, localidade e data – além de observações sobre o tipo de sintoma e severidade observada). Quando secas, as amostras foram transferidas para envelopes de papel. Em todas as localidades onde se encontrou plantas frutificando, frutos maduros foram colhidos e armazenados em sacos plásticos com furos para evitar a rápida deterioração devido ao excesso de umidade e para posterior retirada de sementes para formação de plantas para uso em experimentos. Os pontos de coleta estão enumerados na Tabela 1.

### Processamento geral de amostras

Após o fim de cada viagem de levantamento, já no laboratório, os frutos eram colocados para secar a sombra e posteriormente suas sementes eram removidas, com exceção de frutos que apresentavam sintomas. Estes eram examinados juntamente com outros materiais que apresentavam sintomas. As amostras foram cuidadosamente examinadas sob microscópio estereoscópico e as estruturas fúngicas observadas foram transferidas para placas contendo BDA (batata, dextrose-ágar) KASVI®, com a ajuda de

agulha pontiaguda estéril, quando não eram observados esporos do fungo, o material vegetal era submetido a câmara úmida, ou fragmentos do material eram colocados sob a superfície de uma placa contendo meio ágar e água, com intuito de umedecer e estimular a esporulação. As culturas puras foram preservadas temporariamente em tubos de BCA (batata, cenoura-ágar) HIMEDIA®, em glicerol 10% a – 80° C e em sílica-gel, conforme descrito em Dhingra e Sinclair (1996), e depositadas na coleção de cultura da Universidade Federal de Viçosa – Coleção Octávio de Almeida Drummond (COAD).

### Exame morfológico

Estruturas fúngicas externas aos tecidos de *P. foetida* foram raspadas com bisturi e montadas em em lactoglicerol ou lactofucsina. Estruturas imersas no tecido vegetal foram preparadas para observação pela secção de materiais colonizados com lâmina de barbear. Para isolados fúngicos selecionados foram preparadas culturas em lâmina como descrito em Waller et al. (1998). Observações para descrição de morfologia e para medições, bem como fotografias foram feitas sob microscópio de luz (Olympus BX 51) equipado com uma câmera Olympus QColor3. Dados biométricos apresentados abaixo resultam (para estruturas de maior importância taxonômica) da mensuração de ao menos 30 estruturas. As imagens foram processadas com o software Olympus cellSense Dimension.

As descrições de cultura foram baseadas na observação das colônias formadas em placas contendo BDA e EMA (extrato de malte-ágar) mantido sob 25°C, na ausência de luz e também sob um regime de luz diária de 12 h (luz fornecida por uma lâmpada branca e uma lâmpada de luz negra colocadas 35 cm acima das placas). A terminologia para descrição de cores seguiram Rayner (1970) e a topografia e formato da borda das colônia seguiram a terminologia de Crous et al. (2009).

### Teste de patogenicidade 1

Foi realizado um agrupamento de isolados obtidos baseada em morfologia de estruturas fúngicas e caracteres culturais, formando-se agrupamentos preliminares de morfotipos. Cinquenta e seis representantes de morfotipos (Tabela 2) foram incluídos em testes simplificados de patogenicidade envolvendo apenas duas espécies de *Passiflora*: a planta-alvo e daninha – *P. foetida* e a importante planta cultivada – *P. edulis* (maracujá

azedo). Estes testes consistiram na pulverização com suspensão de conídios em solução de Tween 80 a 1%, até o escoamento, com um atomizador elétrico portátil (P-600 plus; Multi-Hobby) ou utilizando-se discos de micélio (10 mm diâmetro) para os fungos que não esporularam em meio de cultura. Foram inoculadas plantas saudáveis de *P. foetida*, obtidas a partir de sementes provenientes de frutos encontrados nas viagens de coleta, e *Passiflora edulis*, obtidas em viveiro comercial de produção de mudas em Coimbra (MG). Serviram de testemunhas plantas que foram pulverizadas com água destilada autoclavada e sobre as folhas das quais também foram colocados discos de meio de cultura (BDA) sem colônias fúngicas. As plantas inoculadas foram mantidas em uma câmara de nevoeiro por 48h após a inoculação e, em seguida, transferidas para uma bancada na casa de vegetação e observadas a cada 3 dias, por 30 dias, para monitoramento de possível aparecimento de sintomas. Quando foi observada a manifestação de sintomas nas plantas inoculadas, estes foram registrados através de fotografias e as folhas doentes foram destacadas e levadas para laboratório onde lâminas foram confeccionadas para a observação de estruturas do patógeno e o fungo era novamente isolado e comparado com o isolado original, concluindo assim os postulados de Koch e confirmando sua patogenicidade.

#### Teste de patogenicidade 2

Os isolados de fungos que foram patogênicos a *P. foetida* e ao mesmo tempo não foram patogênicos a *P. edulis* foram aproveitados para uma segunda bateria de testes de patogenicidade e foram inoculados com a metodologia descrita acima em plantas de *P. foetida*, obtidas através de sementes provenientes da Austrália (Tabela 3).

#### Teste de patogenicidade 3

Os isolados que foram selecionados na primeira e segunda fase da triagem, sendo patogênicos ao biótipo de *P. foetida*, tanto da Austrália como do Brasil, mas não patogênicos a *P. edulis*, foram ainda testados sobre mais duas espécies de *Passiflora*. A saber, *Passiflora gibertii* e *Passiflora morifolia* – cultivadas a partir de sementes cedidas pelo Laboratório de Cultura de Tecidos do Departamento de Biologia Vegetal da Universidade Federal de Viçosa (Tabela 4).

## Análise filogenética

Apenas os materiais representativos dos isolados que se apresentaram como suficientemente específicos para possível utilização em controle biológico foram objeto de estudo taxonômico detalhado.

Estudos moleculares foram realizados de acordo com as seguintes etapas: O DNA genômico foi extraído do micélio fúngico, cultivado em placas de BD por 10 dias a 24° C. O micélio de cada isolado foi desidratado em papel filtro autoclavado e para a extração utilizou-se o Wizard Genomic DNA purification kit e seguiu-se o protocolo descrito pelo fabricante. As amplificações foram realizadas em um volume total de 12.5 µL contendo 10-20 ng de DNA molde, 1 × PCR buffer, 0.63 µL de DMSO (99,9%), 1.5 mM MgCl<sub>2</sub>, 0.5 µL de cada primer, 0.25 mL de cada dNTP e 1,0 µL de BioTaq DNA Polimerase (Bioline GmbH Luckenwalde, Alemanha). As reações de PCR foram realizadas de acordo com Woudenberg et al. (2013) para *Alternaria* sp., Damm et al. (2012) para *Colletotrichum* sp., e Jacobs et al. (2010) para *Fusarium* sp., Groenewald et al. (2013) para *Cercospora* sp.. Os produtos da PCR foram sequenciados em ambos os sentidos utilizando os iniciadores de PCR. Os primers utilizados para a realização das reações de PCR estão discriminados na Tabela 5.

As sequências foram obtidas através do serviço de sequenciamento da Macrogen Inc., Coreia, editadas utilizando o software DNA Dragon (<http://www.dna-dragon.com/index.php>) e comparadas com sequências disponíveis no GenBank (Tabela 6). Posteriormente foi realizado o alinhamento com o software MEGA 7.0 (Kumar et al. 2016). As sequências foram ajustadas manualmente quando necessário. Para a realização das análises filogenéticas, através da interferência bayesiana, foi utilizado o critério de informação de Akaike e a escolha do modelo através do MrModeltest 2.2 (Nylander 2004), com auxílio do PAUP (versão 4.0b10, Sinauer Associates, Sunderland, MA). As árvores filogenéticas foram geradas através do web site CRIPRES gateway (<https://www.phylo.org/>), seis cadeias de Markov simultâneas foram executadas por 10.000.000 gerações e as árvores foram amostradas a cada 100<sup>a</sup> geração e 10.000 árvores foram obtidas. As primeiras 2.000 árvores, representando a fase de *burn-in*, foram descartadas, já as 8.000 árvores restantes foram utilizadas para o cálculo das probabilidades posteriores, as quais são apresentadas à esquerda de cada nó. A edição das árvores obtidas foi realizada sob o auxílio do software FIGTREE 1.3 (Rambaut 2009) e CorelDRAW Graphics Suite 2018.

## RESULTADOS

### Levantamento de fungos associados a *Passiflora foetida*

Três viagens de coleta foram realizadas em diferentes épocas do ano. Foram percorridos mais de 10.000km no Nordeste brasileiro (Figura 1), tanto na área litorânea (Figura 2) como no interior do continente (caatinga) (Figura 3), sendo observado durante as coletas que *P. foetida* ocorria principalmente no litoral e no interior, e menor ocorrência era observado na zona de transição entre estes ambientes. Foram obtidos um total de 118 isolados.

**Tabela 1: Localidades das coletas realizadas.**

<b>Código de coleta (AGT)</b>	<b>SUL</b>	<b>OESTE</b>	<b>Localidade</b>
1	12°11'51,4"	38°57'58"	Feira de Santana - BA
2	10°58'04,5"	37°02'10,1'	Aracaju -SE
3	10°59'28,5"	37°02'59,2"	Aracaju -SE
4	11°05'34,3"	37°07'17,2"	Aracaju -SE
5	11°00'46,7"	37°03'59,8"	Aracaju -SE
6	10°53'20,8"	37°00'18,6"	Barra dos Coqueiros - SE
7	10°44'12,9"	36°50'49,6"	Pirambu - SE
8	10°44'06,3"	36°50'42,3"	Pirambu - SE
9	09°19'55,3"	40°33'42,7"	Petrolina - PE
10	9°19'49,825"	40°33'25,34"	Petrolina - PE
11	09°19'47,2"	40°33'28,2"	Petrolina - PE
12	09°19'27,5"	40°33'36"	Petrolina - PE
13	09°28'52,4"	40°28'28,5"	Juazeiro - BA
14	10°10'38,1"	40°13'29,1"	Jaguarari - BA
15	11°04'51,6"	40°04'45,4"	Ponto Novo - BA
16	12°36'53"	39°34'21"	Santa Teresinha - BA
17	12°40'05,8"	40°15'09,4"	Itaberaba - BA
18	10°18'32,1"	36°31'23,9"	Penedo - BA
19	9°43'31,7"	36°40'28,5"	Arapiraca - AL
20	8°52'12,8"	37°23'54,1"	Itaíba - PE
21	8°35'13,2"	37°14'46,5"	Buíque - PE

22	8°25'55,5"	35°57'30,6"	Agrestina - PE
24	7°8'51,7"	34°47'59,8"	João Pessoa - PB
25	7°8'58,55"	34°47'54,66"	João Pessoa - PB
26	7°5'39,2"	34°50'2,7"	João Pessoa - PB
27	7°4'1,3"	34°50'18,3"	João Pessoa - PB
29	5°50'36"	35°12'6"	Natal-RN
31	5°51'0,68"	35°13'41,27"	Natal-RN
32	6°58'12"	35°47'58,3"	Remígio - PB
33	7°2'46,2"	35°51'24,6"	Esperança - PB
34	7°11'4,3"	35°23'22,8"	Gurinhém - PB
39	5° 03' 07	40° 55' 13"	Crateús -CE
40	5° 08' 28	40° 54' 58"	Crateús -CE
41	12°29'56,8"	37°57'33,7"	Mata de São João - BA
42	12°30'01,1"	37°57'35,7"	Mata de São João - BA
51	3°45'0,05"	38°26'50,7"	Fortaleza - CE
52	04°31'16,9"	37°42'20,9"	Canoa Quebrada - CE
53	5°15'19,6"	38°11'10,2"	Tabuleiro do Norte - CE
54	5°27'22,2"	38°21'9,7"	Alto Santo - CE
55	5°44'23,8"	38°30'53,4"	Jaguaribara - CE
56	5°56'53,8"	38°48'11,5"	Jaguaribe - CE
57	4°22'36,6"	39°18'27,6"	Canindé - CE
58	4°13'59,6"	39°12'0,5"	Canindé - CE
59	4°01'27,5"	38°59'8,2"	Maranguape - CE
60	3°41'44,8"	38°52'7,9"	Caucaia - CE
61	02°55'2,6"	40°10'10,5"	Cruz-CE
62	2°54'25"	41°44'15,1"	Parnaíba - PI
63	2°57'46,4"	41°45'33,7"	Parnaíba - PI
64	3°05'15,9"	42°13'7,2"	Água doce do Maranhão - MA
65	2°30'3,0"	44°18'49,9"	São Luiz - MA
66	2°29'18,7"	44°17'28,7"	São Luiz - MA
67	2°28'58,9"	44°14'46,5"	São Luiz - MA
68	2°27'55,6"	44°11'30,7"	São Luiz - MA
69	2°52'14,7"	44°22'30,2"	Bacabeira - MA

70	05°3'25,3"	42°48'5,4"	Teresina - PI
71	5°3'32,8"	42°48'6,5"	Teresina - PI
72	5°3'37,4"	42°48'7,2"	Teresina - PI
73	4°56'10,5"	42°18'18,6"	Altos-PI
74	4°50'47,9"	42°11'25,9"	Campo Maior - PI
75	4°28'16,1"	41°56'53,3"	Capitão de Campos - PI
76	4°3'21,5"	41°30'51,4"	Brasileira - PI
77	3°45'27,9"	40°47'13,4"	Frecheirinha - CE
78	3°45'16"	40°34'54,4"	Sobral - CE
79	3°43'38,3"	40°19'20,2"	Sobral - CE
80	3°45'9,6"	39°59'34,1"	Irauçuba - CE

## Testes de patogenicidade 1

Os resultados das inoculações estão discriminados na Tabela 2.

**Tabela 2. Resultado das inoculações no “teste de patogenicidade 1” – sobre plantas de *Passiflora foetida* (biótipo do Brasil e *Passiflora edulis* (macarajuzeiro azedo).**

CÓDIGO		FUNGO	<i>Passiflora foetida</i>	<i>Passiflora edulis</i>
AGT 1	A	<i>Phoma</i> sp.	-	-
AGT 2	B	<i>Phoma</i> sp.	-	-
AGT 2	C	<i>Alternaria</i> sp.	+	-
AGT 3	C	<i>Pseudocercospora</i> sp.	-	-
AGT 3	H	<i>Alternaria</i> sp.	+	+
AGT 3	F	<i>Phoma</i> sp.	+	-
AGT 3	G	<i>Pseudocercospora</i> sp.	+	-
AGT 3	I	<i>Alternaria</i> sp.	+	-
AGT 5	A	<i>Pseudocercospora</i> sp.	-	-
AGT 5	B	<i>Pseudocercospora</i> sp.	-	-
AGT 11	E	<i>Alternaria</i> sp.	-	+
AGT 16	C	<i>Alternaria</i> sp.	+	-
AGT 19	B	<i>Colletotrichum</i> sp.	+	+
AGT 19	G	<i>Pseudocercospora</i> sp.	-	-
AGT 19	H	<i>Cercospora</i> sp.	-	+
AGT 19	I	<i>Cercospora</i> sp.	-	-
AGT 19	A	<i>Alternaria</i> sp.	-	-
AGT 21	A	<i>Alternaria</i> sp.	-	-
AGT 27	B	<i>Exserohilum</i> sp.	-	-
AGT 27	A	<i>Phoma</i> sp.	-	-
AGT 29	A	<i>Pseudocercospora</i> sp.	-	-
AGT 29	B	<i>Pseudocercospora</i> sp.	+	-
AGT 32	A	<i>Pseudocercospora</i> sp.	-	-
AGT 32	B	<i>Neopestalotiopsis</i> sp.	-	-
AGT 33	A	<i>Pseudocercospora</i> sp.	+	-
AGT 34	A	<i>Alternaria</i> sp.	+	-
AGT 40	A	<i>Colletotrichum</i> sp.	+	-
AGT 40	B	<i>Colletotrichum</i> sp.	+	-
AGT 40	D	<i>Cercospora</i> sp.	-	-
AGT 40	E	<i>Cercospora</i> sp.	-	-
AGT 42	A	<i>Colletotrichum</i> sp.	+	-
AGT 42	B	<i>Pseudocercospora</i> sp.	-	-
AGT 44	A	<i>Setosphaeria</i> sp.	-	-
AGT 51	A	<i>Phoma</i> sp.	-	-
AGT 52	A	<i>Pseudocercospora</i> sp.	-	-

AGT 52	B	<i>Pseudocercospora</i> sp.	-	-
AGT 54	A	<i>Colletotrichum</i> sp.	+	+
AGT 55	B	<i>Colletotrichum</i> sp.	+	+
AGT 57	A	<i>Cercospora</i> sp.	-	-
AGT 58	A	<i>Colletotrichum</i> sp.	-	+
AGT 59	A	<i>Colletotrichum</i> sp.	+	+
AGT 59	B	<i>Pseudocercospora</i> sp.	+	-
AGT 59	C	<i>Fusarium</i> sp.	+	-
AGT 62	A	<i>Pseudocercospora</i> sp.	-	-
AGT 62	B	<i>Pseudocercospora</i> sp.	-	-
AGT 63	B	<i>Curvularia</i> sp.	+	-
AGT 65	A	<i>Colletotrichum</i> sp.	-	-
AGT 65	B	<i>Colletotrichum</i> sp.	+	-
AGT 70	B	<i>Cercospora</i> sp.	-	-
AGT 71	A	<i>Pseudocercospora</i> sp.	-	-
AGT 76	A	<i>Colletotrichum</i> sp.	+	+
AGT 77	A	<i>Cercospora</i> sp.	+	-
AGT 78	B	<i>Cercospora</i> sp.	+	-
AGT 79	A	<i>Cercospora</i> sp.	-	-
AGT 79	B	<i>Phaeosphaeria</i> sp.	-	-
AGT 80	A	<i>Colletotrichum</i> sp.	+	-

Dezoito dentre os isolados testados sobre plantas representando *P. foetida* do Brasil e o maracujazeiro cultivado (*P. edulis*) causaram doença em *P. foetida* mas foram inócuos para *P. edulis*. Esses isolados foram aproveitados para o “teste de patogenicidade 2”. Os isolados selecionados foram inoculados em *P. foetida* da Austrália e os resultados estão demonstrados na Tabela 3.

**Tabela 3. Resultado das inoculações no “teste de patogenicidade 2” envolvendo apenas inoculações de plantas de *Passiflora foetida* (biótipo da Austrália).**

CÓDIGO		Fungo	<i>P. foetida</i> (Austrália)
AGT 2	C	<i>Alternaria</i> sp.	+
AGT 3	F	<i>Phoma</i> sp.	-
AGT 3	G	<i>Pseudocercospora</i> sp.	-
AGT 3	I	<i>Alternaria</i> sp.	-
AGT 16	C	<i>Alternaria</i> sp.	-

AGT 33	A	<i>Pseudocercospora</i> sp.	-
AGT 34	A	<i>Alternaria</i> sp.	-
AGT 40	A	<i>Colletotrichum</i> sp.	-
AGT 40	B	<i>Colletotrichum</i> sp.	+
AGT 42	A	<i>Colletotrichum</i> sp.	-
AGT 59	B	<i>Pseudocercospora</i> sp.	-
AGT 59	C	<i>Fusarium</i> sp.	+
AGT 63	B	<i>Curvularia</i> sp.	-
AGT 65	B	<i>Colletotrichum</i> sp.	-
AGT 77	A	<i>Cercospora</i> sp.	+
AGT 78	B	<i>Cercospora</i> sp.	-
AGT 80	A	<i>Colletotrichum</i> sp.	+

Os isolados AGT2C (COAD 2619), AGT59C (COAD 2626), AGT77A (COAD 2621), AGT78B (COAD 2629) e AGT80A (COAD 2620), causaram doença na planta-alvo (*P. foetida* Austrália) e foram também testadas adicionalmente em plantas de *P. gibertii* e *P. morifolia*. Resultados são apresentados na Tabela 4 e Figuras 4, 5, 6, 7 e 8.

**Tabela 4. Resultado das inoculações no “teste de patogenicidade 2” envolvendo plantas de *Passiflora gibertii* e *Passiflora morifolia*.**

COAD	CÓDIGO		Fungos	<i>Passiflora gibertii</i>	<i>Passiflora morifolia</i>
2619	AGT 2	C	<i>Alternaria</i> sp.	-	+
2626	AGT 59	C	<i>Fusarium</i> sp.	+	+
2621	AGT 77	A	<i>Cercospora</i> sp.	-	+
2629	AGT 78	B	<i>Cercospora</i> sp.	-	+
2620	AGT 80	A	<i>Colletotrichum</i> sp.	+	+

Nenhum dos isolados obtidos nos levantamentos foi patogênico exclusivamente à população-alvo (*P. foetida* Austrália). *Passiflora morifolia* se mostrou muito vulnerável aos fungos fitopatogênicos obtidos de *P. foetida*. No entanto, tanto *P. gibertii* como *P. morifolia* são espécies da flora brasileira e sem relevância econômica ou ambiental na

Austrália, destino final de possíveis agentes de controle biológico. No entanto, AGT 59C e AGT 80A parecem ser mais polífagos que AGT2, AGT77 e AGT78.

### Taxonomia

#### ***Alternaria alternata* (Fr.) Keissl., *Beih. Bot. Zlb., Abt. 2* 29:434 (1912)**

Lesões em folhas vivas iniciando como pequenos pontos necróticos com halo clorótico 1–3 mm diam. Conidióforos cilíndricos, simples, retos ou encurvados, proliferação simpodial, 25–68 × 3.5–5 µm, 3–6 septados, marrom claro, superfície lisa. Células conidiogênicas tréticas, terminais, integradas, cilíndricas, geniculadas, 7–15 × 3–4 µm, de coloração marrom claro; Loci conidiogênicos conspícuos, 2 µm, espessados, escuros. Conídios obclavados, ovoides ou elipsoidais, 21–58 × 7.5–12.5 µm, base arredondada, ápice provido de bico apical curto, cônico ou cilíndrico 2.5–15 × 2–3 µm, fragmoseptados, marrons, superfície lisa a ligeiramente verruculosa.

Em cultura: crescimento moderado (45–55mm diam, após 8 dias em BDA ou EMA), convexa ou cupular, margem inteira, ondulada ou lobada, micélio aéreo cotonoso, centro “ochraceous, buff, smoke grey ou olivaceous grey”, seguido de zona “greyish yellow-green” e bordas brancas ou olivaceous yellow; reverso de centro “saffron, sepia o cinnamon” com zanação diurna (quando sob regime de alternância de luz), “olivaceous buff” e borda branca ou inteiramente branco; sem esporulação (Fig. 9).

Material examinado: Brasil, Aracaju, Sergipe, em folhas vivas de *Passiflora foetida*, 20 de Julho de 2017, A. G. Torres (COAD 2619).

Utilizando-se a ferramenta BLAST, obteve-se 98.51% de identidade do isolado COAD 2619 com o isolado CBS 918.96 (KC584435), correspondente a *Alternaria tenuissima*, para a região RPB2. Sequências foram obtidas do GenBank e alinhadas com a do isolado COAD 2619, bem como o outgroup (*Alternaria soliaridae*). O alinhamento final continha 31 taxa. Relações filogenéticas inferidas a partir de análise bayesiana das sequencias de RPB2, mostraram que o isolado COAD 2619 agrupava-se com isolado de *A. tenuissima* e *A. alternata* com 80% de probabilidade posterior (Fig. 10). A combinação de características morfológicas com as informações filogenéticas confirmam o fungo como pertencendo à *A. alternata*.

***Colletotrichum theobromicola* Delacr., Bull. Soc. Mycol. Fr. 21: 191 (1905)**

Lesões em folhas vivas e frutos, eram circulares, com centro necrótico, 2–6 mm diam, com pontuações escuras correspondendo aos acérvulos e agregados de setas. Conidiomas acervulares, subepidermais 28–110 µm diam. Setas subcilíndricas a “subulate”, ligeiramente inflado na base e afilando-se apicalmente 38–105 × 4–5 µm, 1–3 septados, marrom passando a marrom claro na extremidade, lisos – ocasionalmente a célula terminal convertendo-se em célula conidiongênica. Conidióforos reduzidos a células conidiogênicas, cilíndricas, enteroblásticas, 9–15 × 3–4 µm, hialinas. Conídios subcilíndricos a subclavados, 10–15 × 3–5 µm, asseptados, hialinos, lisos. Apressorios elipsoides a sub-elipsóides, ligeiramente lobados, marrons, com poro germinativo central.

Em cultura: crescimento moderado (60–80 mm diam após 12 dias em EMA e BDA) colônias elevadas e deprimidas na periferia, borda levemente ondulada ou inteira, micélio aéreo cotonoso, “pale olivaceous grey” ou branca centralmente com bordas “pale olivaceous grey”, com zonação diurna apenas sob fotoperíodo de 12 hs diárias (BDA) e formação de setores em MEA, reverso “rosy buff” a preto (Fig. 11).

Material examinado: Brasil, Irauçuba, Ceará, em folhas vivas de *Passiflora foetida*, 15 de Junho de 2018, A. G. Torres (COAD 2620)

Uma busca no BLAST resultou em 98.54% de identidade com ICMP 17099, *Colletotrichum theobromicola* (GenBank JX009957) para a região GAPDH, 99.86% de identidade com ICMP 17895, *Colletotrichum theobromicola* (GenBank JX010382) para a região BTUB e 98.24% de identidade com ICMP 18567 *Colletotrichum theobromicola* (GenBank JX009457) para a região ACT. Sequências obtidas para o isolado COAD 2620 foram alinhadas com sequências obtidas do GenBank. *Colletotrichum truncatum* foi utilizado como *outgroup*. Relações filogenéticas foram inferidas a partir de análise bayesiana das sequências de BTUB, ACT e GAPDH. O alinhamento final continha 36 taxa. A árvore filogenética utilizando os três genes concatenados mostrou que o isolado COAD 2620 agrupou-se com isolados de *C. theobromicola* (Fig. 12). A morfologia do fungo em *P. foetida* e seu posicionamento filogenético inferido pelo estudo molecular confirmam que ele pertence a *C. theobromicola*.

***Fusarium pseudocircinatum* Nirenberd & O'Donnel, Mycologia 90: 448 (1998)**

Lesões em folhas vivas e coloração cinza clara, 2–4 × 2–5 mm; Conidióforos mono ou polifialidicos, cilíndricas 8–19 µm, hialinas, lisas. Conídios dimórficos: macroconídios cilíndricos a subcilíndricos, levemente encurvados, 14–35 × 3–4 µm, com célula-pé rombuda a “heeled”, 1–3 septados, hialinos; microconídios ovais a cilíndricos, hialinos 3–6 × 3–4 µm, asseptados. Clamidósporos ovais a cilíndricos, hialinos, lisos.

Em cultura: crescimento moderado (63–80 mm diam após 13 dias em BDA ou EMA), colônias elevadas, planas ou espalhadas, com sulcos irradiados (BDA), bordas fimbriadas, micélio aéreo cotonoso a feltroso, “livid purple, livid violet”, ou “purple slate”; esporulação ausente. (Fig. 13).

Material examinado: Brasil, Maranguape, Ceará, em folhas vivas de *Passiflora foetida*, 07 de Junho de 2018, A. G. Torres (COAD 2626).

Buscas BLAST no GenBank resultaram em 98.14% de identidade com MUCL 52697, *Fusarium lactis* (GenBank FR870320), para a região BTUB e 99.71% de identidade com NRRL 53573, *Fusarium pseudocircinatum* (GenBank MG838029), para a região TEF. Sendo assim, foram incluídas sequências desta espécie nos estudos filogenéticos. Sequências do isolado COAD 2620 foram alinhadas com sequências obtidas do GenBank. *Fusarium oxysporum* foi utilizado como outgroup. Relações filogenéticas foram inferidas a partir de análise bayesiana das sequências de BTUB e TEF concatenadas. O alinhamento final continha 16 taxa. Filogenia indicou que o isolado COAD 2626 agrupava-se com *F. pseudocircinatum* com 100% de probabilidade posterior (Fig. 14). Com base nisso, comparou-se a morfologia de COAD 2626 com a descrição de *F. pseudocircinatum* (Nirenberg 1998) e concluiu-se pela grande semelhança com fungos desse táxon. Aspectos morfológicos e moleculares combinados indicam, então, que o COAD 2626 pertence a *F. pseudocircinatum*.

***Cercospora* sp. nov.**

Lesões em folhas vivas iniciando-se como pequenas manchas de coloração cinza clara, 1–3 × 2–4 mm, que evoluem e levam a necrose do tecido foliar. Micélio externo, 2.5 µm diam septado, ramificado, hialino. Micélio interno indistinto. Estroma de pequeno a médio porte, globular a subglobular, intraepidérmico 22–35 × 19–40 µm, marrom claro,

células do estroma ovais, elipsoidais a angulares. Conidióforos hipófilos, fasciculados, 15–55 × 3–5 µm, 1–6 septados, marrom na base passando a marrom claro no ápice, superfície lisa. Células conidiogênicas subcilíndricas, 6–19 × 3 µm, cicatrizes inconspícuas, marrom claras, lisas. Conídios obclavados, retos ou curvos e ligeiramente engrossados na base, 22–50 × 3–5 µm, 2–5 septados, hilo pouco espessado, hialinos, lisos. Em cultura: crescimento lento (52–65 mm após 25 dias em BDA e EMA), colônias planas de borda inteira ou crenada, micélio aéreo feltroso, branco, “rosy vinaceous” ou “purplish grey”, “greyish sepia”, “fuscous black” ou “pale purplish grey”; reverso negro ou de centro “isabelline” e borda branca, com ou sem zonação diurna; sem esporulação (Fig. 15).

Material examinado: Brasil, Frecheirinha, Ceará, em folhas vivas de *Passiflora foetida*, 11 de Junho de 2018, A. G. Torres (Holótipo – COAD 2621).

Buscas BLAST no GenBank resultaram em 99.10% de identidade de COAD 2621 com CBS 113996 *Cercospora* sp. P (GenBank JX143216.), para a região ACT e 97.82% de identidade com CPC 24845 (GenBank KT193752.), para a região CAL. Sequências do isolado COAD 2620 foram alinhadas com sequências obtidas do GenBank. O outgroup utilizado foi *Cercospora zea-maydis*. Relações filogenéticas foram inferidas a partir de análise bayesiana das sequências de CAL e ACT concatenadas. O alinhamento final continha 55 taxons. A análise filogenética mostra que isolado COAD 2621 está dentro do gênero *Cercospora* e formou uma linhagem monotípica próximo a *Cercospora* sp. P com alto valor de probabilidade posterior, 100% (Fig. 16).

### ***Cercospora* sp.**

Lesões em folhas vivas iniciando-se como manchas e coloração cinza claro 2–7 × 3–6 mm, evoluindo e levando a necrose do tecido foliar. Estroma de pequeno a médio porte, globular a subglobular, intraepidérmico 15–35 × 12–45 µm, marrom escuro células do estroma elipsoidais e angulares; Conidióforos hipófilos, em grupos frouxos e esparsos, cilíndricos, levemente encurvados, proliferando simpodialmente, 32–123 × 3–5 µm, 2–6 septados, marrons passando a marrom-claro no ápice, lisos cicatriz conidial espessada, escurecida, de cor marrom; Células conidiogênicas medindo 9–20 × 3–7 µm. Loci conidiogênicos conspícuos, espessado e escurecido. 2–3 µm diam; Conídios

subcilíndricos a aciculares, 52–137 × 2–4 µm, base truncada, 2–4 µm, 5–17 septados, hilo espessado e escurecido, hialinos, lisos.

Em cultura: crescimento lento (55-58 mm diam após 25 dias, em BDA e MEA), colônias elevadas com borda deprimida e margem crenada, micélio aéreo feltroso “pale mouse grey”, “pale vinaceous grey”, “olivaceous grey” ou “lavender grey” centralmente e periferia “salmon”; reverso com a mesma coloração da superfície ou “iron grey”, com dobras no meio pelo crescimento da colônia e com ou sem zonação diurna; ausência de esporulação (Fig. 17)

Material examinado: Brasil, Sobral, Ceará, em folhas vivas de *Passiflora foetida*, 11 de Junho de 2018, A. G. Torres (COAD 2629).

Nota: A cultura foi contaminada após a descrição impedindo que dados moleculares fossem obtidos, esforços estão sendo realizados visando recuperar a cultura e sanar dúvidas em relação a real identidade deste fungo.

## DISCUSSÃO

O sucesso na busca por agentes de controle biológico para utilização no controle biológico clássico depende de um conhecimento prévio correto sobre o real centro de origem da espécie invasora. Muitas vezes, tal informação não existe ou é apenas vaga e dependente de registros botânicos históricos de ocorrência da planta. As informações disponíveis dão conta de uma distribuição de *P. foetida* que se estende desde a costa do México e Caribe até o sul da América do Sul (GBIF <http://www.gbif.org/species/2874211>). No entanto, os resultados do levantamento realizados no âmbito deste estudo sugerem que *P. foetida* não é nativa do nordeste do Brasil como sugerido pelos numerosos relatos disponíveis no banco de dados CRIA, 2019. Apesar do significativo esforço despendido em coletas por todos os estados do nordeste do Brasil, a diversidade obtida foi limitada e não incluiu qualquer fungo, ou forma fungóide, pertencente a grupos de patógenos mais especializados. É notável que nenhuma doença de grupos como míldios, ferrugens brancas, oídios, ferrugens, carvões ou manchas piche – causados por espécies biotróficas ou, especializadas e, supostamente, com longo histórico de co-evolução com a espécie hospedeira, foi obtida nos levantamentos.

Fungos do gênero *Alternaria* estão entre os mais comuns na natureza, sendo cosmopolitas e encontrados ocupando nichos dos mais variados havendo espécies saprófitas, endofíticas e patogênicas associados a diferentes substratos e hospedeiros (Woudenberg et al. 2013). Diversas espécies de *Alternaria* são fitopatógenos, algumas das quais bastante polífagas. Aproximadamente 36 espécies de *Alternaria* foram relatadas em associação com plantas no Brasil (Farr e Rossman 2019), dentre elas temos algumas que causam doenças em espécies de grande importância econômica, tanto em pré como na pós-colheita: *Nicotiana tabacum* (tabaco), *Lycopersicon esculentum* (tomate), *Allium sativum* (alho), *Solanum tuberosum* (batata), *Carica papaya* (mamão), entre várias outras. Apesar de haver espécies de *Alternaria* que causam sérios prejuízos na agricultura, há exemplos de espécies que foram avaliadas para uso em controle biológico de plantas daninhas, particularmente na abordagem de micoherbicida. Nos EUA dois bio-herbicidas foram desenvolvidos com base em espécies pertencentes ao gênero *Alternaria*, CASST™ (*A. cassiae*) e Smolder (*A. destruens*) (Barton 2005), entretanto não há ainda registros de espécies pertencentes a esse gênero sendo utilizadas no controle biológico clássico.

A taxonomia desse gênero foi debatida por anos e ocorreram várias classificações e revisões, antes do advento de tecnologias moleculares a classificação era baseada apenas em caracteres morfológicos (Lawrence et al. 2016). Estudos mais recentes, utilizando ferramentas moleculares, mostraram que as espécies de *Alternaria* se agrupam em 27 seções, nem sempre correlacionadas com os grupos propostos por Simmons com base morfológica (Lawrence et al. 2013 2014; Woudenberg et al. 2013; Grum-Grzhimaylo et al. 2015).

Existem 11 espécies de *Alternaria* relatadas em plantas da família Passifloraceae, dentre elas duas já foram relatadas no Brasil, *Alternaria alternata* e *Alternaria passiflorae*, ambas em *Passiflora edulis*. Em *P. foetida* apenas foi relatada a ocorrência de *A. passiflorae* - na Austrália, Hawai e Tonga (Farr e Rossman 2019), mas não no Brasil. Comparações da morfologia do isolado COAD 2619 com as espécies já relatadas em *P. edulis* indicaram similaridade com *A. alternata*. Em comparações morfológicas de COAD 2619 com *A. passiflorae* (Simmons 2007) observou-se grandes diferenças. Conidióforos, conídios e os bicos apicais de COAD 2619 são mais curtos e mais estreitos que os de *A. passiflorae*, respectivamente: conidióforos  $25-68 \times 3.5-5 \mu\text{m}$  vs  $90-130 \times 6-8 \mu\text{m}$ , conídios  $21-58 \times 7.5-12.5 \mu\text{m}$  vs  $70-115 \times 16-22 \mu\text{m}$  e bico apical  $2.5-12.5 \times 2-3 \mu\text{m}$  vs  $200-220 \times 4.5-6.5 \mu\text{m}$ . *Alternaria passiflorae* se encontra distante filogenética

e morfologicamente de COAD 2619. Estudos filogenéticos demonstraram que o isolado COAD 2619 se agrupa com espécies de *Alternaria* pertencentes à seção Alternata, particularmente com o isolado CBS 918.96 (*Alternaria alternata*). Um estudo filogenético realizado por Ramires et al. (2018), utilizando a abordagem multilocus mostrou que *A. alternata* e *A. tenuissima* são indistinguíveis geneticamente, como já havia sido relatado em trabalho anterior por Woudenberg et al. (2013).

*Alternaria alternata* causa doença em diversas plantas de importância econômica. Desta forma, parece pouco provável que COAD 2619 tenha potencial para o controle biológico clássico, mesmo não tendo manifestado sintomas em *P. edulis* em nossos testes. No entanto, talvez seja ainda prematuro descartar-se esse isolado nesta fase do trabalho, particularmente considerando-se a escassez de potenciais agentes detectados até o momento. Novos estudos do leque de hospedeiro para COAD 2619 são recomendáveis antes de uma decisão sobre o seu potencial para o controle biológico.

Plantas de *P. foetida* apresentando sintomas de antracnose em frutos ou manchas foliares que, ao serem examinadas em detalhes, se revelaram serem antracnoses foliares, foram encontradas com grande frequência nas amostragens, tendo um impacto significativo sobre frutos e folhas.

O Gênero *Colletotrichum* devido a sua grande importância econômica e científica, foi recentemente eleito o oitavo grupo mais importante de fungos fitopatogênicos no mundo e está distribuído em regiões de clima tropical, subtropical e temperado (Dean et al. 2012). Esse gênero está associado com mais de 2000 espécies de plantas (Farr e Rossman 2019) e é muito conhecido por causar diferentes doenças como podridão vermelha da cana-de-açúcar, mancha marrom do feijão-caupí, mas suas espécies são descritas primariamente como causadoras de antracnose (Lenné 2002). A antracnose, causada por *Colletotrichum* spp., é a doença que mais afeta diretamente o mercado de frutas (banana, mamão, manga, morango, abacate, entre outros), causando danos e perdas na pré e pós colheita. Outras culturas de grande importância econômica também são afetadas por espécies deste gênero, como milho e sorgo (Dean et al. 2012). Em regiões da África, uma espécie de *Colletotrichum*, *C. kahawae*, é responsável por uma das doenças mais danosas à cultura do café (Várzea et al. 2002). Felizmente a espécie em questão nunca foi relatada no Brasil (Brasil 2018).

Por outro lado temos espécies pertencentes ao gênero *Colletotrichum* que já foram utilizadas em programas de controle biológico clássico, *C. gloeosporioides* f. sp.

*clidemiae*, no controle de *Clidemia hirta* (Trujillo 2005) e *C. gloeosporioides* f. sp. *miconiae* no controle de *Miconia calvescens* (Meyer & Killgore 2000b; Meyer et al. 2008), assim como já foram utilizados no desenvolvimento de bio-herbicidas tais como: BioMal® a base de *C. gloeosporioides* f. sp. *malvae* – para o controle de malva no Canadá, e Collego™ a base de *C. gloeosporioides* f. sp. *aeschynomene* – para o controle de angiquinho nos EUA (Barton 2005).

Espécies pertencentes ao gênero *Colletotrichum* eram identificadas com base apenas nas relações com seus hospedeiros, sendo que na época da primeira monografia formal de *Colletotrichum*, realizada por von Arx, (1957) existiam cerca de 750 espécies. Esse grande número se deve a suposições de que as espécies de *Colletotrichum* possuíam uma especificidade de hospedeiro. No trabalho de von Arx ele reduziu o gênero, aceitando apenas 11 espécies, com base em características morfológicas e sem atribuir nenhuma ênfase a caracteres patológicos (Cannon et al. 2012), entretanto características morfológicas podem variar devido a diversos fatores, tornando a taxonomia ambígua e confusa (Weir et al. 2012). No entanto, segundo Cannon et al. (2012), essa primeira monografia foi muito importante para os trabalhos subsequentes sobre o gênero, onde se evitou atribuir peso a supostas especializações em relação a hospedeiros e, aproveitando-se os novos métodos moleculares, foi possível reavaliar os antigos taxa de forma objetiva, comumente envolvendo análises multigênicas. São relatadas 13 espécies de *Colletotrichum* associadas a plantas da família Passifloraceae. Dentre elas três espécies já foram relatadas no Brasil (Farr e Rossman 2019), *C. boninense* em *P. edulis* (Júnior 2010), *C. brasiliense* em *P. edulis* (Damm et al. 2012) e *C. gloeosporioides* em *P. alata* (Mendes et al. 1998). A real identidade dos fungos envolvidos nestes relatos de antracnose no maracujazeiro tem de ser confirmada, frente ao novo tratamento taxonômico dado à *Colletotrichum* ao longo dos últimos anos (Weir et al. 2012.). As antracnoses em folhas e frutos de *P. foetida* registradas nos levantamentos efetuados no âmbito do presente trabalho envolviam, como esperado, fungos do gênero *Colletotrichum*. Existe apenas um único relato de uma espécie de *Colletotrichum* em *P. foetida* no mundo. Este é de *C. gloeosporioides* na Índia (Mathur 1979). Novamente, tal relato requer confirmação do real posicionamento do fungo, frente às novidades na taxonomia do gênero.

Não foi possível a distinção do isolado representativo da antracnose de *P. foetida* no Brasil (COAD 2620) de outras espécies de *Colletotrichum* já relatadas em *Passiflora* através de caracteres morfológicos. Essas espécies são indistintas morfolologicamente,

sendo consideradas espécies crípticas, apenas com os avanços em estudos moleculares essa diferenciação foi possível (Weir et al. 2012). As informações moleculares levaram à identificação de COAD 2620 como *Colletotrichum theobromicola*. Esse fungo foi descrito pela primeira vez associado à *Theobroma cacao*, e é uma das 22 espécies dentro do complexo de espécies *Colletotrichum gloeosporioides* (Weir et al. 2012). No Brasil já foi relatado causando doenças em *Manilkara zapota* (sapotí) (Martins et al. 2018), *Manihot esculenta* (mandioca) (Oliveira et al. 2018), *Malpighia emarginata* (acerola) (Braganca et al. 2014), *Eucalyptus grandis x Eucalyptus urophylla* (eucalipto) (Rodrigues et al. 2014), *Copernicia prunifera* (carnaúba) (Araujo et al. 2018), *Allium fistulosum* (cebolinha) (Matos et al. 2017), mas nunca como patógeno de *P. foetida*.

Os resultados dos postulados de Koch confirmaram a patogenicidade de COAD 2620 para *P. foetida*. Este é o primeiro relato mundial de *C. theobromicola* como patógeno de *P. foetida* ou de qualquer membro do gênero *Passiflora*. O estudo adicional envolvendo inoculações de mais espécies de *Passiflora* indicou que COAD 2620 não é restrito a *P. foetida*. No entanto a única espécie de importância comercial testada foi *P. edulis*. *Colletotrichum theobromicola* já foi relatado como patógeno de muitas culturas, várias das quais de grande importância econômica. Trata-se de uma espécie para a qual já existem relatos em seis espécies de plantas na Austrália (Farr & Rossman, 2019). O potencial de COAD 2620 para uso como agente de controle biológico clássico parece limitado. Mesmo assim, talvez se justifique uma análise adicional antes de sua rejeição, principalmente envolvendo inoculações sobre *Aeschynomene falcata*, *Coffea arabica*, *Olea europaea*, *Punica granatum*, *Stylozanthos guianensis* e *S. viscosa* – todas já relatadas como hospedeiros de, *C. theobromicola* na Austrália (Farr & Rossman, 2019). Segundo Weir et al. (2012), a taxonomia de *C. theobromicola* ainda não está resolvida e isolados atualmente classificados como *C. theobromicola* e sinônimos podem, em estudos futuros, serem segregadas em taxa distintos com base em sua patogenicidade para hospedeiros específicos.

Fungos do gênero *Fusarium*, assim como comentado para *Alternaria*, estão entre os mais comuns e cosmopolitas na biosfera. Inclui uma grande diversidade de espécies que podem ser saprofíticas em tecido vegetal, patógenos de culturas, produtores de micotoxinas em alimentos, utilizados na produção de micoproteína para consumo humano (Nelson et al. 1981; Marasas et al. 1984). Em uma lista mantida pela Sociedade Americana de Fitopatologia ([www.apsnet.org/online/common/search.asp](http://www.apsnet.org/online/common/search.asp)) 81 das 101

plantas de importância econômica listadas são atacadas ao menos por uma doença causada por fitopatógenos do gênero *Fusarium*. A partir de 1980, e sobretudo com o reexame da taxonomia do gênero com base molecular, o número de espécies reconhecidas aumentou significativamente. Hoje há mais de 80 espécies no gênero e, acredita-se, que esse número continue crescendo (Leslie et al. 2008).

Fungos pertencentes a esse gênero causam diferentes tipos de doenças, como manchas foliares, podridões e murchas. Doenças de grande importância, inclusive histórica – como o mal-do-Panamá [*Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense* (Synder et al. 1940)], são causadas por membros desse gênero. Outros exemplos são podridão radicular seca, causada por *Fusarium solani* f. sp. *phaseoli* em feijão (*Phaseolus vulgaris*), podridão vermelha da raiz, causada por *Fusarium solani* f. sp. *glycines* em soja (*Glycine max*) e batata (*Solanum tuberosum*) (Mendes et al., 1998), mancha foliar causada por *Fusarium proliferatum* em tomate (*Solanum lycopersicum* L.) (Gao et al. 2016) e mal-do-pé, causada por *Fusarium solani* f. sp. *passiflorae*, em maracujá (*Passiflora edulis*) (Bueno et al. 2014).

Não há espécies pertencentes ao gênero *Fusarium* sendo utilizados em programas de controle biológico ou como base de produtos biológicos comerciais (Barton 2005).

Nos estudos filogenéticos realizados, o isolado COAD 2626 agrupou-se com *Fusarium pseudocircinatum* que pertence ao complexo de espécies Fujikuroi. Caracteres morfológicos tem utilidade apenas complementar para a diferenciação entre espécies dentro desse grupo (Leslie et al. 2008) daí a importância dos estudos filogenéticos utilizando sobretudo os genes TEF, BTUB e RPB2 (Moussa et al. 2017).

*Fusarium pseudocircinatum* nunca havia sido relatado no Brasil, tampouco em membros da família Passifloraceae. Há dez espécies de *Fusarium* relatadas associadas a membros dessa família botânica mas nenhuma foi detectada como patógeno de *P. foetida* (Farr e Rossman, 2019). A identificação do isolado COAD 2626 foi possível devido à combinação de estudos de morfologia e moleculares. Seu uso em controle biológico é incerto e depende de estudos complementares, no entanto, como essa espécie já foi relatada causando mal formação de frutos em *Mangifera indica* na Austrália (Liew et al. 2016), e em outras culturas de interesse comercial, como fuzzy pedicel em pós colheita de *Musa acuminata*, na Guatemala (Tarnowski et al. 2010) as perspectivas de seu uso como agente de controle biológico clássico parecem desfavoráveis.

Cerca de 40 amostras de *P. foetida* coletadas durante o levantamento apresentando manchas foliares foram reconhecidas como estando associadas a fungos assexuados do grupo morfológico informal, e filogeneticamente heterogêneo, dos “cercosporóides”. Dentre esses o gênero *Cercospora* representa um dos maiores grupos de hifomicetos. É composto principalmente de fitopatogênos causadores de manchas foliares, tendo relevância econômica em diversas culturas (Braun et al. 2014). No Brasil há mais de 230 espécies *Cercospora* relatadas causando doenças em plantas (Mendes et al. 2019), como por exemplo de hospedeiros importantes há *Beta vulgaris* (beterraba) (Norse 1974), *Dioscorea cayennensis* (cará-da-costa) (Torres et al. 2016), *Solanum melongena* (berinjela) e *Sorghum bicolor* (sorgo) (Mendes et al. 2019), entre muitas outras.

A grande maioria das espécies de *Cercospora* são reconhecidas apenas por seus caracteres morfológicos *in vivo*. Proporcionalmente, apenas a minoria das espécies tem culturas depositadas em coleções oficiais e dados de sequência de DNA disponíveis (Groenewald et al. 2013). Chupp (1953) publicou a única monografia mundial sobre esse grupo de fungos, e Braun et al. (2013) deu início a uma série de trabalhos buscando rever *Cercospora* spp. e gêneros semelhantes mas, devido ao grande tamanho desse grupo, os trabalhos tem sido realizados de forma gradual.

Há alguns registros da introdução em programa de controle biológico clássico e de pesquisas sobre o potencial como micoherbicida de fungos do gênero *Cercospora*. Isolados de *Cercospora* foram introduzidos na Austrália para o controle da planta daninha *Heliotropium europaeum* (Brun et al. 1995) e há diversos trabalhos onde se investigou o potencial de *Cercospora caricis* como micoherbicida para o controle de *Cyperus rotundus* (Teixeira et al. 1999).

Existem seis espécies de *Cercospora* relatadas em plantas pertencentes ao gênero *Passiflora*, *Cercospora apii*, *Cercospora canescens*, *Cercospora granadilla*, *Cercospora passifloricola*, *Cercospora regalis* e *Cercospora truncatella*, dentre elas somente uma ocorre no Brasil, *C. apii* (Farr & Rossman 2019), e apenas uma já foi relatada em *P. foetida*, *C. passifloricola* (Phengsintham et al. 2013), na Tailândia.

Outras espécies antes pertencentes ao gênero *Cercospora* já foram relatadas em *P. foetida*, entretanto foram reclassificadas para outros gêneros, *Cercospora calospileae* como *Pseudocercospora calospileae*, *Cercospora fuscovirens* como *Passalora fuscovirens*, *Cercospora passiflorae-foetidae*, *Cercospora passiflorae-longipedis* e *Cercospora stahlii* como *Pseudocercospora stahlii* (Farr e Rossman 2019).

O isolado COAD 2621 foi analisado morfológica e filogeneticamente. Em comparações morfológicas com *C. apii* (Hsieh et al. 1990) observou-se grandes diferenças. Conidióforos de COAD 2621 são mais curtos e seus conídios mais estreitos que os de *C. apii*, respectivamente: conidióforos 18–105  $\mu\text{m}$  em COAD 2621 vs 20–300  $\mu\text{m}$  em *C. apii* e conídios 22–50  $\times$  2–4  $\mu\text{m}$  em COAD vs 20–300  $\times$  4 – 6.5  $\mu\text{m}$  em *C. apii*. Adicionalmente COAD 2621 não apresenta locus conidiogênico conspícuo, ao contrário de *C. apii*. COAD 2621 difere também morfológicamente de *C. passifloricola* (Chupp 1953) tendo conídios e conidióforos mais curtos, 100–400  $\mu\text{m}$ , e 50–250  $\mu\text{m}$ , respectivamente. O formato dos conídios de COAD 2621 (obclavado, reto ou curvo e ligeiramente engrossado na base) também diferem dos de *C. apii* (aciculares, retos a fortemente curvos, ligeiramente engrossado na base) e de *C. passifloricola* (estritamente obclavado, linear ou ligeiramente curvado, base truncada a subaguda).

A análise filogenética concatenada, utilizando os loci CAL e ACT, mostraram que o isolado COAD 2621 agrupou com outras espécies do gênero *Cercospora*, com alto valor de probabilidade posterior (100%), e ficou filogeneticamente distante de outras espécies já relatadas em plantas pertencentes família Passifloraceae, para as quais existe informação molecular para comparação. A combinação de aspectos morfológicos e moleculares indicam que COAD 2621 é uma espécie nova para a ciência e uma nova espécie será proposta para acomodá-la.

Os estudos morfológicos do isolado COAD 2629 indicaram que ele pertence ao gênero *Cercospora* e difere de *Cercospora* sp. nov. (COAD 2621). Diferenças morfológicas significativas são: a) conídios e conidióforos mais compridos que o de *Cercospora* sp. nov. conídios de COAD 2629 52–137  $\mu\text{m}$  de comprimento vs conídios de *Cercospora* sp. nov. 18 – 105  $\mu\text{m}$  e conidióforos de COAD 2629 32–123  $\mu\text{m}$  de comprimento vs conidióforos de *Cercospora* sp. nov. 22–55  $\mu\text{m}$  de comprimento; b) loci conidiogênico conspícuo, espessado e escurecido em COAD 2629 enquanto que em *Cercospora* sp. nov. são inconspícuos, não espessados ou escurecidos; c) forma dos conídios, sendo que em COAD 2629 de forma subcilíndricos a aciculares enquanto em *Cercospora* sp. nov. são obclavados, retos ou curvos e ligeiramente engrossados na base. Comparações morfológicas do isolado COAD 2629 com *C. passifloricola* mostram que conidióforos são menores em COAD 2629, 32 – 123 vs 100 – 400  $\mu\text{m}$ . COAD 2629 e *C. apii* apresentaram pequenas diferenças, os conídios de COAD 2629 são mais estreitos que os de *C. apii*, 2 – 4 e 3 – 6, respectivamente. No entanto essas diferenças não são

significativas para diferenciar os táxons. Desta forma, necessita-se de estudos filogenéticos para elucidar a real posição taxonômica do isolado COAD 2629, que serão realizados futuramente, bem como testes mais completos de especificidade.

Estudos de especificidade ampliados, com a inclusão de espécies de *Passiflora* nativas da Austrália, tais como *Passiflora cinnabarina* e *P. herbertiana* serão necessários antes de uma decisão sobre o potencial das cinco espécies fúngicas, discutidas nesse trabalho, para uso como agente de controle biológico clássico contra *P. foetida*. É, no entanto, importante enfatizar que a busca por outros possíveis agentes de controle biológico deve continuar. Possivelmente, estendendo as buscas para áreas na América Central e Caribe, ao norte, e Paraguai e norte da Argentina, ao sul, pois há indicações de que *P. foetida* seja comum nessas regiões, que permanecem inexploradas.

## REFERÊNCIAS

- Araujo MBM, Lima CS, Rabelo Filho FAC, Ootani MA, Bezerra AME, and Cardoso JE (2018). First report of *Colletotrichum theobromicola* and *C. tropicale* causing anthracnose on fruits of carnauba palm in Brazil. *Plant Dis* 102(1):244.
- Arx JA von (1957). Die Arten der Gattung *Colletotrichum* Cda. *Phytopathologische Zeitschrift* 29:413–468.
- Asadujjaman M, Mishuk AU, Hossain MA, & Karmakar UK (2014). Medicinal potential of *Passiflora foetida* L. plant extracts: biological and pharmacological activities. *Journal of integrative medicine*, 12(2):121–126.
- Barreto RW, Evans HC 1995. The mycobiota of the weed *Mikania micrantha* in southern Brazil with particular reference to fungal pathogens for biological control. *Mycological Research* 99:343-352.
- Barreto RW (2009). Controle biológico de plantas daninhas com fitopatógenos. In: Bettiol W, Morandi MAB. (Eds.). *Biocontrole de doenças de plantas: usos e perspectivas*. Jaguariúna: Embrapa Meio Ambiente, pp 101–128.
- Barreto RW, Ellison CA, Seier MK, Evans H (2012). Biological control of weeds with plant pathogens: Four decades on. In: *Integrated Pest Management Principles and Practice*. Dharam P. Abrol; Uma Shankar. Wallingford: CABI, pp 299–350.
- Barton J (2004). How good are we at predicting the field host-range of fungal pathogens used for classical biological control of weeds? *Biological Control*, 31(1):99–122.
- Barton J (2005). Bioherbicides: All in a Days Work for a Superhero. What's new in biological control of weeds (34):4–6.
- Barton J (2016). Smut for *Tradescantia* soon. *Weed Biocontrol What`s new* 77:7–7.
- Blanco HG (1972). A importância dos estudos ecológicos nos programas de controle das plantas daninhas. *O Biológico*, 38(10):343–50.
- Braganca CAD, Nogueira Junior AF, Rogerio F, and Massola Jr NS (2014). First report of anthracnose caused by *Colletotrichum theobromicola* on Barbados cherry (*Malpighia emarginata*) in Brazil. *Pl. Dis.* 98(9):1272.

Braun U, Crous PW, & Nakashima C (2014). Cercosporoid fungi (Mycosphaerellaceae) 2. species on monocots (Acoraceae to Xyridaceae, excluding Poaceae). IMA fungus, 5(2), 203–390.

BRASIL. Instrução Normativa 41/2008. Disponível em : <http://www.agricultura.gov.br/assuntos/sanidade-animal-e-vegetal/sanidade-vegetal/arquivos-quarentena/lista-de-pragas-quarentenarias-ausentes-e-presentes.pdf/@@download/file/Lista%20de%20pragas%20quarenten%C3%A1rias%20ausentes%20e%20presentes.pdf>. Acessado 02 janeiro 2019.

BRIZICHY GL (1961). The genera of Turneraceae and Passifloraceae in the southeastern United States. Journal of the Arnold Arboretum, Cambridge, 42:204–218.

Bueno CJ, Fischer IH, Rosa DD, Firmino AC, Harakava R, Oliveira CMG and Furtado E. (2014). *Fusarium solani* f. sp. *passiflorae*: a new forma specialis causing collar rot in yellow passion fruit. Pl. Pathol. 63:382–389.

Cannon PF, Damm U, Johnston PR, Weir B.S (2012). *Colletotrichum*– current status and future directions. Stud Mycol 73:181–213.

Caltagirone LE (1981). Landmark examples in classical biological control. Annual Review of Entomology 6(1):213–232.

Carbone I, Kohn LM (1999). A method for designing primer sets for speciation studies in filamentous ascomycetes. Mycologia 91:553–556.

Castañeda, RR (1991). Frutas silvestres de Colombia. Instituto Colombiano de Cultura Hispánica.

Chupp C (1953). A monograph of the fungus genus *Cercospora*. Cornell University Agricultural Experiment Station; Ithaca.

Cowie ID, & Werner PA (1993). Alien plant species invasive in Kakadu National Park, tropical northern Australia. Biological Conservation, 63(2):127–135.

CRIA (Centro de Referência e Informação Ambiental) 2011. Specieslink. Disponível em <http://www.splink.org.br/index> Acessado em 10 de Dezembro 2018

Crous PW, Verkley GJ, Groenewald JZ, & Samson, RA (2009). Fungal biodiversity. Fungal biodiversity.

Cullen JM (1995). Predicting effectiveness: fact and fantasy. In Proceedings of the VIII International Symposium on Biological Control of Weeds pp 103–109. DSIR/CSIRO Canterbury, New Zealand.

Cullen JM & Groves RH (1977). The population biology of *Chondrilla juncea* L. in Australia. Proceedings of Ecological Society of Australia, 10:121–134.

Damm U, Cannon PF, Woudenberg JHC, Johnston PR, Weir BS, Tan YP, Shivas RG & Crous PW (2012). The *Colletotrichum boninense* species complex. Studies in mycology 73:1–36.

Dhingra OD, Sinclair JB (1996). Basic plant pathology methods. Boca Raton: Lewis Publisher pp. 488.

Evans HC, Greaves MP, Watson AK (2001). Fungal Biocontrol Agents of Weeds, In: Butt TM, Jackson CW, Magan N. Fungi as Biocontrol Agents: progress problems and potential. Wallingford: CAB International. pp. 169–172.

Carvalho FKDL, de Medeiros RM, de Araujo JA & Riet-Correa F (2011). Intoxicação experimental por *Passiflora foetida* (Passifloraceae) em caprinos. Pesqui Vet Bras 31(6):477–481.

Farr DF & Rossman AY Fungal Databases, Systematic Mycology and Microbiology Laboratory, ARS, USDA. Disponível em: <http://nt.ars-grin.gov/fungaldatabases/>. Acessado em 02 de Janeiro 2019.

Gao ML, Luan YS, Yu HN & Bao YM (2016). First report of tomato leaf spot caused by *Fusarium proliferatum* in China. Canadian Journal of Plant Pathology, 38(3):400-404.

Gianessi LP (2013). The increasing importance of herbicides in worldwide crop production. Pest management science 69(10):1099–1105.

Glass NL & Donaldson GC (1995). Development of primer sets designed for use with the PCR to amplify conserved genes from filamentous ascomycetes. Applied and Environmental Microbiology 61(4):1323–1330.

Groenewald JZ, Nakashima C, Nishikawa J, Shin HD, Park JH, Jama AN, Groenewald, M, Braun U, Crous PW (2013). Species concepts in *Cercospora*: spotting the weeds among the roses. Studies in Mycology 75:115–170.

- Grum-Grzhimaylo AA, Georgieva ML, Bondarenko SA, Debets AJ, & Bilanenko EN (2016). On the diversity of fungi from soda soils. *Fungal diversity* 76(1):27–74.
- Guerber JC, Liu B, Correll JC & Johnston PR (2003). Characterization of diversity in *Colletotrichum acutatum* sensu lato by sequence analysis of two gene introns, mtDNA and intron RFLPs, and mating compatibility. *Mycologia* 95(5):872–895.
- Hamilton K (1997). PESKEM - USES - PESTS: The Australian Directory of Registered Pesticides and their Uses. 15th edition. Gatton, Queensland, Australia: University of Queensland.
- Heywood BJ (1983). New herbicides. In Fletcher, WW (Ed) Recent Advances in Weed Research. Slough. CAB Pp. 105–120.
- Heywood VH, Brummitt RK, Culham A, & Seberg O (2007). Flowering plant families of the world.
- Hsieh WH, & Goh TK (1990). Cercospora and similar fungi from Taiwan. Maw Chang Book Company.
- Jacobs A, Van Wyk PS, Marasas WF, Wingfield BD, Wingfield MJ & Coutinho TA (2010). *Fusarium ananatum* sp. nov. in the *Gibberella fujikuroi* species complex from pineapples with fruit rot in South Africa. *Fungal Biology*, 114(7):515-527.
- Júnior HT, Fischer IH, Camara MPS & Júnior NM (2010). First report of *Colletotrichum boninense* infecting yellow passion fruit (*Passiflora edulis* f. *flavicarpa*) in Brazil. *Australasian Plant Disease Notes* 5(1):70–72.
- Killip EP (1938). The American species of Passifloraceae. *Publ. Field Mus. Nat. Hist., Bot. Ser.* 19(1):1–613.
- Kumar S, Stecher G & Tamura K (2016). MEGA7: molecular evolutionary genetics analysis version 7.0 for bigger datasets. *Molecular biology and evolution*, 33(7):1870–1874.
- Lawrence DP, Gannibal PB, Peever TL, Pryor BM (2013) The sections of *Alternaria*: formalizing species-group concepts. *Mycologia* 105:530–546.
- Lawrence DP, Gannibal PB, Dugan FM, Pryor BM (2014) Characterization of *Alternaria* isolates from the infectoria speciesgroup and a new taxon from *Arrhenatherum*, *Pseudoalternaria arrhenatheria* sp. nov. *Mycol Prog* 13:257–276.

- Lawrence DP, Rotondo F & Gannibal PB (2016). Biodiversity and taxonomy of the pleomorphic genus *Alternaria*. *Mycological Progress* 15(1):3.
- Lenné JM (2002). Some major plant diseases. In: *Plant Pathologist's Pocketbook* (Waller JM, Lenné JM, Waller SJ, eds). 3rd edn. CABI, Wallingford, UK: 4–18.
- Leslie JF & Summerell BA (2008). *The Fusarium laboratory manual*. John Wiley & Sons.
- Liew ECY, Laurence MH, Pearce CA, Shivas RG, Johnson GI, Tan YP, Edwards J, Perry S, Cooke AW and Summerell BA (2016). Review of *Fusarium* species isolated in association with mango malformation in Australia. *Australas. Pl. Pathol.* 45(6):547-559.
- Liu YJ, Whelen S & Hall BD (1999). Phylogenetic relationships among ascomycetes: evidence from an RNA polymerase II subunit. *Molecular Biology and Evolution*, 16(12):1799–1808.
- Lorenzi H (2000). *Plantas daninhas do Brasil – Terrestres aquáticas, parasitas e tóxicas*. 3. Ed. Nova Odessa: Plantarum pp 608.
- Marasas, WFO, Nelson PE, e Toussoun TA (1984). *Toxigenic Fusarium species: identity and mycotoxicology*. Pennsylvania State University Press, University Park, PA.
- Mathur RS (1979). *The Coelomycetes of India*. Bishen Singh Mahendra Pal Singh, Delhi, India.
- Martins MVV, Lima JS, Araujo, FSA, Ootani MA, Viana FMP, Cardoso JE, Coutinho, IBL, Goncalves FJT and Fonseca WL (2018). First report of *Colletotrichum theobromicola* causing leaf spot in sapote (*Manilkara zapota*) seedlings in Brazil. *Pl. Dis.* 102(12):2641–2642
- Mcfadyen REC (1998). Biological control of weeds. *Annual review of entomology*, v. 43(1):369–393.
- Mendes MAS, Urban AF (2019). *Fungos relatados em plantas no Brasil*, Laboratório de Quarentena Vegetal. Brasília, DF: Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia. Disponível em: <http://pragawall.cenargen.embrapa.br/aiqweb/michtml/fgbanco01.asp>. Acesso em: 20/2/2019.
- Meyer JY (2000a). Preliminary review of the invasive plants in the Pacific islands (SPREP Member Countries). *Invasive species in the Pacific: a technical review and draft regional strategy* 85–114.

- Meyer JY & Killgore E (2000b). First and successful release of a bio-control pathogen agent to combat the invasive alien tree *Miconia calvescens* (Melastomataceae) in Tahiti. *Invasive Species Specialist Group of the IUCN Aliens*, 12(8).
- Meyer JY, Taputuarai R & Killgore E (2008). Dissemination and impacts of the fungal pathogen, *Colletotrichum gloeosporioides* f. sp. *miconiae*, on the invasive alien tree, *Miconia calvescens*, in Tahiti (South Pacific).
- Moussa TA, Al-Zahrani HS, Kadasa NM, Ahmed SA, de Hoog GS, & Al-Hatmi AM (2017). Two new species of the *Fusarium fujikuroi* species complex isolated from the natural environment. *Antonie van Leeuwenhoek*, 110(6):819-832.
- Nelson PE, Toussoun TA and Cook RJ (ed.) (1981). *Fusarium: Diseases, Biology, and Taxonomy*. University Park: The Pennsylvania State University Press.
- Nirenberg HI & O'Donnell K (1998). New *Fusarium* species and combinations within the *Gibberella fujikuroi* species complex. *Mycologia*, 90(3):434-458.
- Norse D (1974). *Plant diseases in Barbados* (No. 18). Commonwealth Mycological Institute.
- Nunes TS (2002). *A família Passifloraceae no estado da Bahia, Brasil*. Universidade Estadual de Feira de Santana.
- Nylander JA (2004) *MrModelTest* ed. 2.2. Uppsala: Uppsala University, Evolutionary Biology Centre.
- O'Donnell K & Cigelnik E (1997). Two divergent intragenomic rDNA ITS2 types within a monophyletic lineage of the fungus *Fusarium* are nonorthologous. *Molecular phylogenetics and evolution*, 7(1):103–116.
- Oehrens E (1977). Biological control of the blackberry through the introduction of rust, *Phragmidium violaceum*, in Chile. *Bulletin Phytosanitarie de la FAO (FAO)-Boletín Fitosanitario de la FAO*.
- Oliveira SAS, Silva LL, Diamantino, MSAS and Ferreira CF (2018). First report of *Colletotrichum theobromicola* and *C. siamense* causing anthracnose on cultivated and wild cassava species in Brazil. *Pl. Dis.* 102(4):819.
- Pacific Island Ecosystem at Risk “PIER” (2002). Description of *Passiflora foetida*, retrieved from <http://org> Database of Ecology of *Passiflora foetida*.

- Phengklai E, Khamsai S (1985). Some non-timber species of Thailand. Thai. For. Bull. (Botany), 15:108–148.
- Purseglove JW (1968). Tropical crops. Dicotyledons. London, UK: Longman.
- Rodrigues AL, Pinho DB, Lisboa DO, Nascimento RJ, Pereira OL, Alfenas AC and Furtado GQ (2014). *Colletotrichum theobromicola* causes defoliation, stem girdling and death of mini-cuttings of *Eucalyptus* in Brazil. Tropical Plant Pathology 39(4):326–330.
- Quaedvlieg W, Kema GHJ, Groenewald JZ, Verkley GJM, Seifbarghui S, Razavi M, Mirzadi Gohari A, Mehrabi R and Crous PW (2011). Zymoseptoria gen. nov.: a new genus to accommodate Septoria-like species occurring on graminicolous hosts. Persoonia: Molecular Phylogeny and Evolution of Fungi 26:57.
- Radosevich SR, Holt JS & Ghersa C (1997). Weed ecology: implications for management. John Wiley & Sons.
- Raghu S, Dhileepan K, Scanlan JC (2007). Predicting risk and benefit a priori in biological control of invasive plant species: A systems modeling approach. Ecological Modelling 208:247–262.
- Ragonese AE, Martínez Crovetto R (1947). Plantas indígenas de la Argentina con frutos o semillas comestibles. Rev. Inv. Agric 1:147–216.
- Rambaut A (2009). FigTree, version 1.3. 1. Computer program distributed by the author, website: <http://treebioedacuk/software/figtree>.
- Ramires F, Masiello M, Somma S, Villani A, Susca A, Logrieco A, Luz C, Meca G & Moretti A (2018). Phylogeny and Mycotoxin Characterization of *Alternaria* Species Isolated from Wheat Grown in Tuscany, Italy. Toxins, 10(11):472.
- Rayner RW (1970). A mycological color chart. Commonwealth Mycological Institute and British Mycological Society, Surrey.
- Simmons EG (2007). *Alternaria: An Identification Manual*
- Spooner A, Carpenter J, Smith G, Spence K Florabase (2018). Disponível em <http://florabase.calm.wa.gov.au/browse/profile/5226> (Acesso em 10/12/2018).
- Takim FO, Olaoye AO, Adeyemo J (2012). A Survey of *Passiflora foetida* L. and Associated Weed Species on Arable Crops in Ballah, Southern Guinea Savanna Zone Of Nigeria. Agroresearch 12:117–225.

Tarnowski TL, Pérez-Martínez JM & Ploetz RC (2010). Fuzzy pedicel: a new postharvest disease of banana. *Plant disease*, 94(5):621-627.

Teixeira EA, Carvalho IM, Mello SCM (1999) In: IV Workshop do talento estudantil da EMBRAPA recursos genéticos e biotecnologia, 4. Brasília 128-130.

Torres AG, Lisboa WS, Colmán AS & Barreto RW (2016). First Record of *Cercospora apii* sensu lato Causing Leaf Spots on Yellow Guinea Yam in Brazil. *Plant Disease*, 100(9):1953.

Trujillo EE, Norman DJ & Killgore EM (1994). *Septoria* leaf spot, a potential biological control for banana poka vine in forests of Hawaii. *Plant disease*, 78(9):883–885.

Trujillo EE (2005). History and success of plant pathogens for biological control of introduced weeds in Hawaii.

Várzea VMP, Silva M do CML, Rodrigues Jr CJ (2002) Resistência do cafeeiro à Antracnose-dos-frutos-verdes. In: ZAMBOLIM, L. O estado da arte de tecnologias na produção de café. Viçosa, MG: UFV, pp 321–368.

Vanderplank J (2013). A revision of *Passiflora* section *Dysosmia*. *Curtis's botanical magazine* 30(4): 318–387.

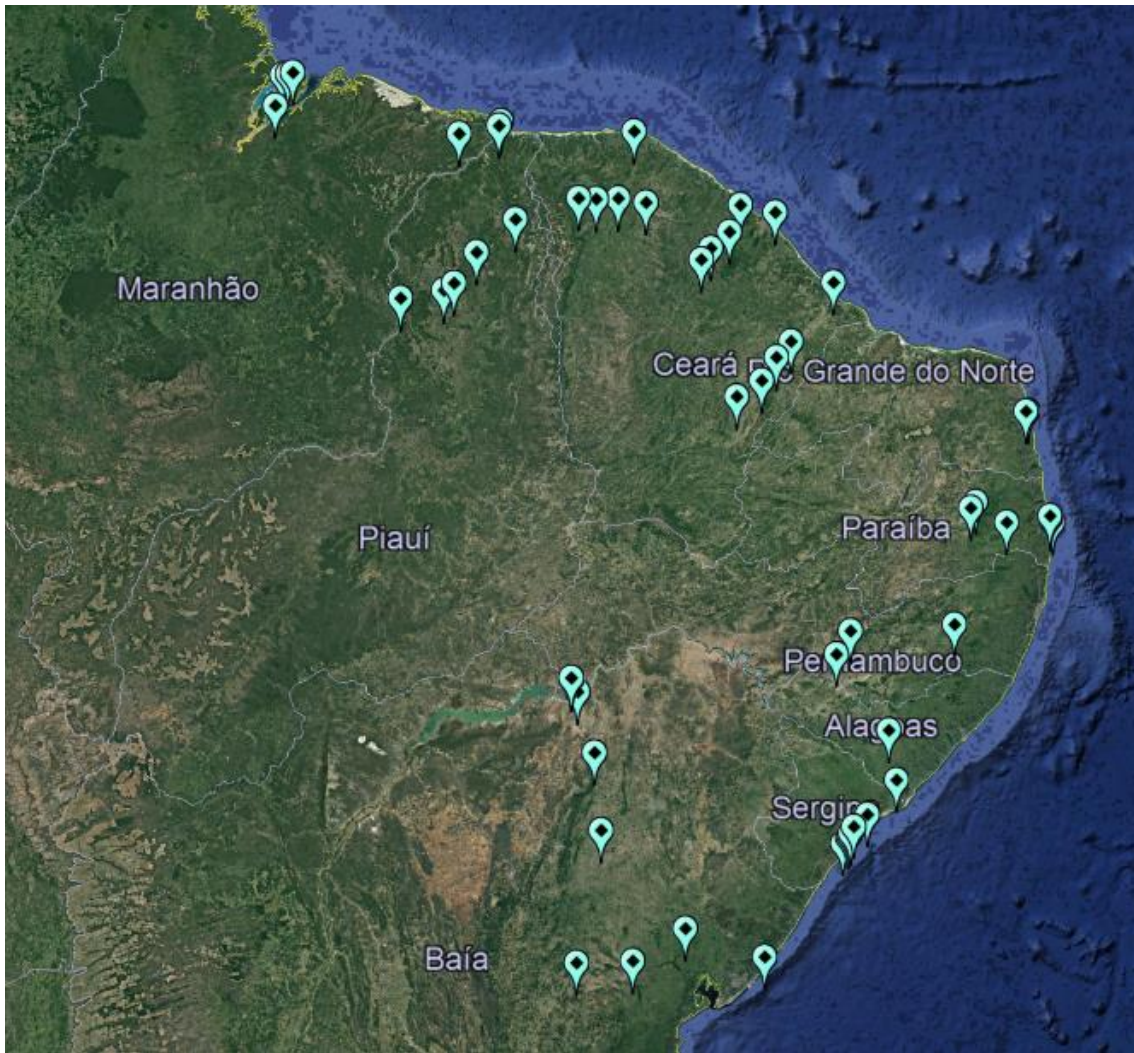
Voon BH, Kueh HS (1999). The nutritional value of indigenous fruits and vegetables in Sarawak. *Asia Pacific J Clin Nutr* 8:24–31.

Waller JM, Ritchie BJ & Holderness M (1998). *Plant clinic handbook*. CAB INTERNATIONAL.

Weir B, Johnston PR, Damm U (2012) The *Colletotrichum gloeosporioides* species complex. *Studies in Mycology* 73:115–180.

White TJ, Bruns T, Lee S, Taylor JW (1990) Amplification and direct sequencing of fungal ribosomal RNA genes for phylogenetics. In: Innis MA, Gelfand DH, Sninsky JJ, White TJ (Eds) *PCR Protocols: A Guide to Methods and Applications*. New York: Academic Press. pp. 315–322.

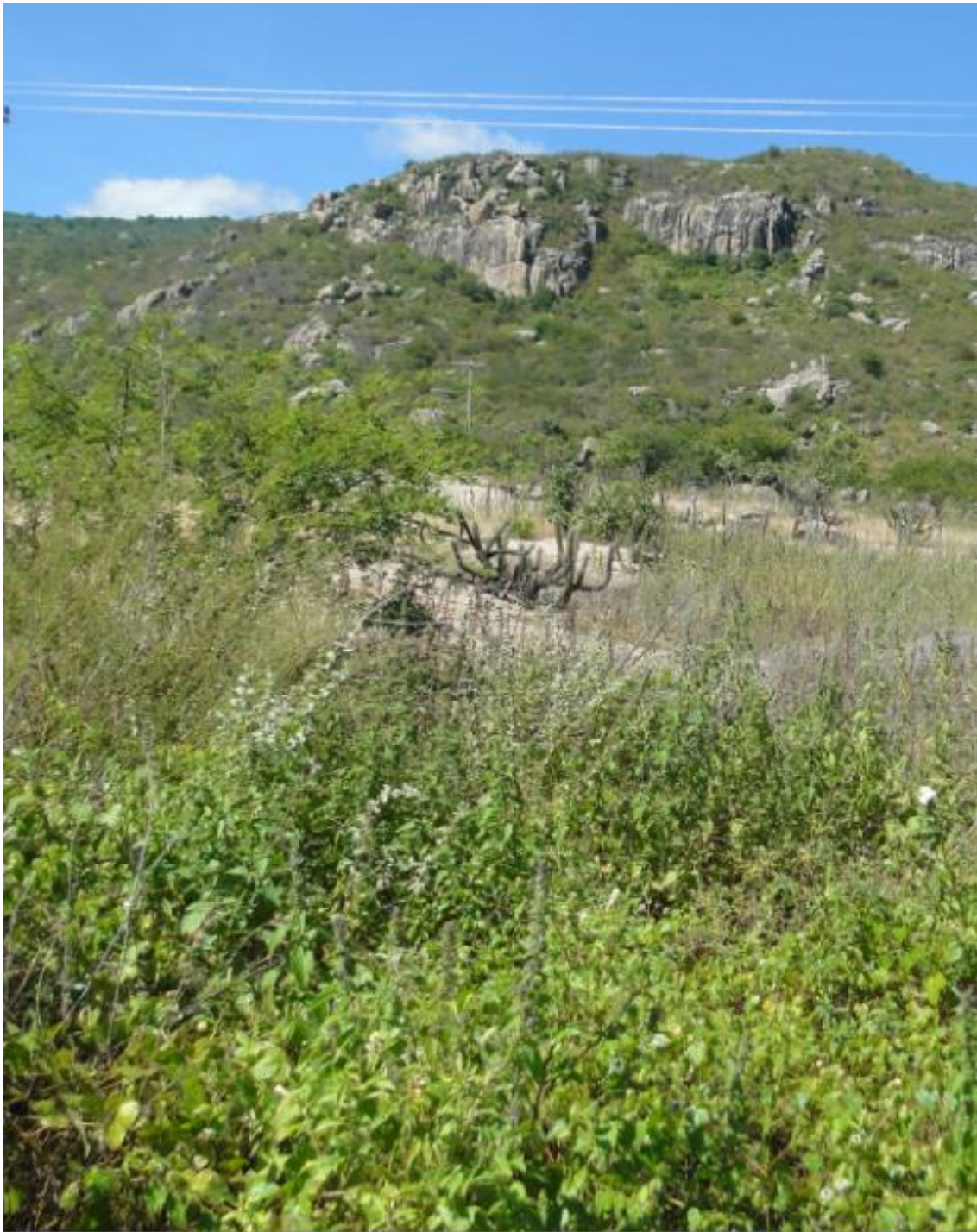
Woudenberg JHC, Groenewald JZ, Binder M & Crous PW (2013). *Alternaria* redefined. *Studies in mycology* 75:171–212.



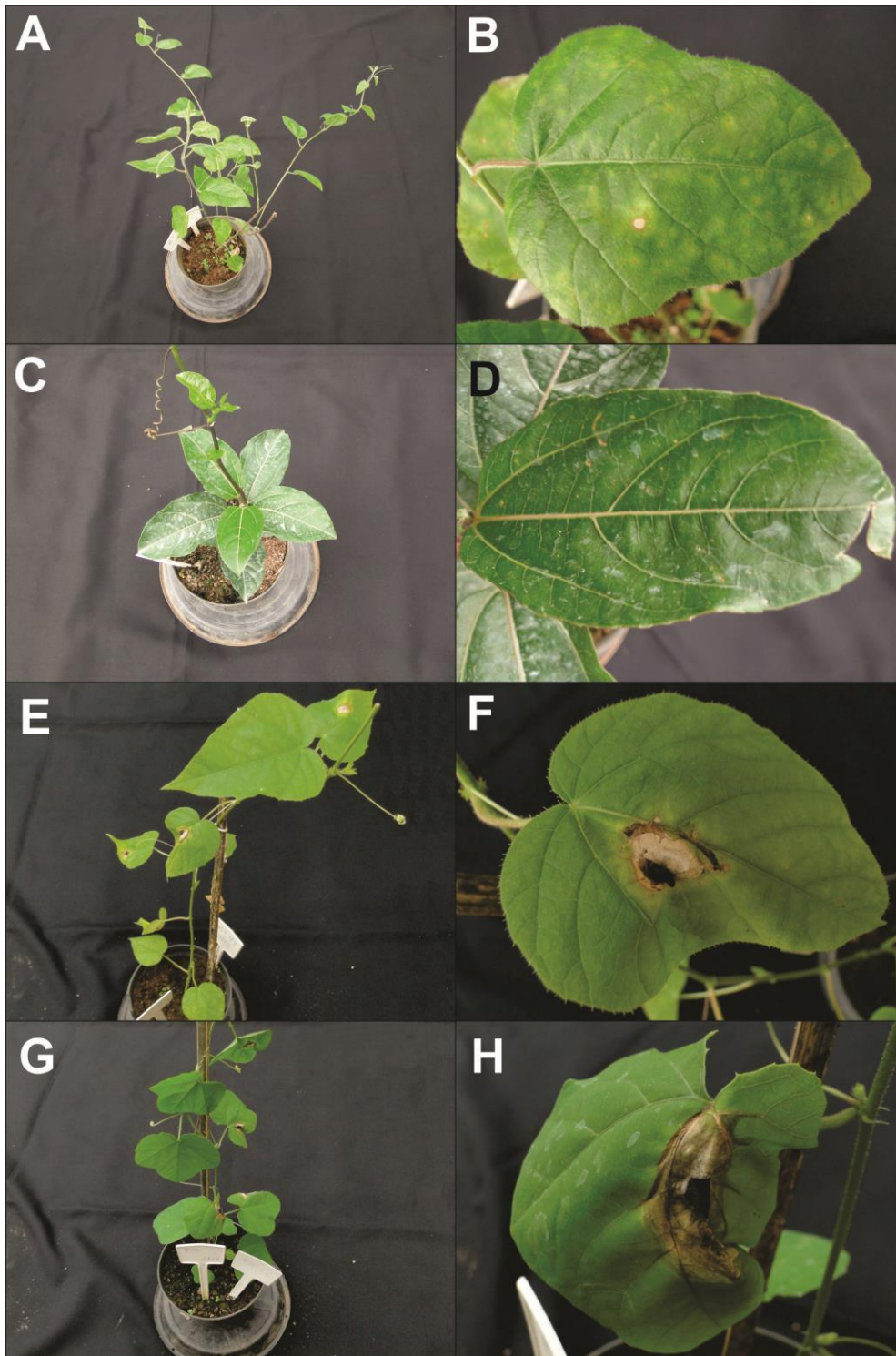
**Fig. 1.** Pontos onde foram coletadas amostras de *P. foetida*.



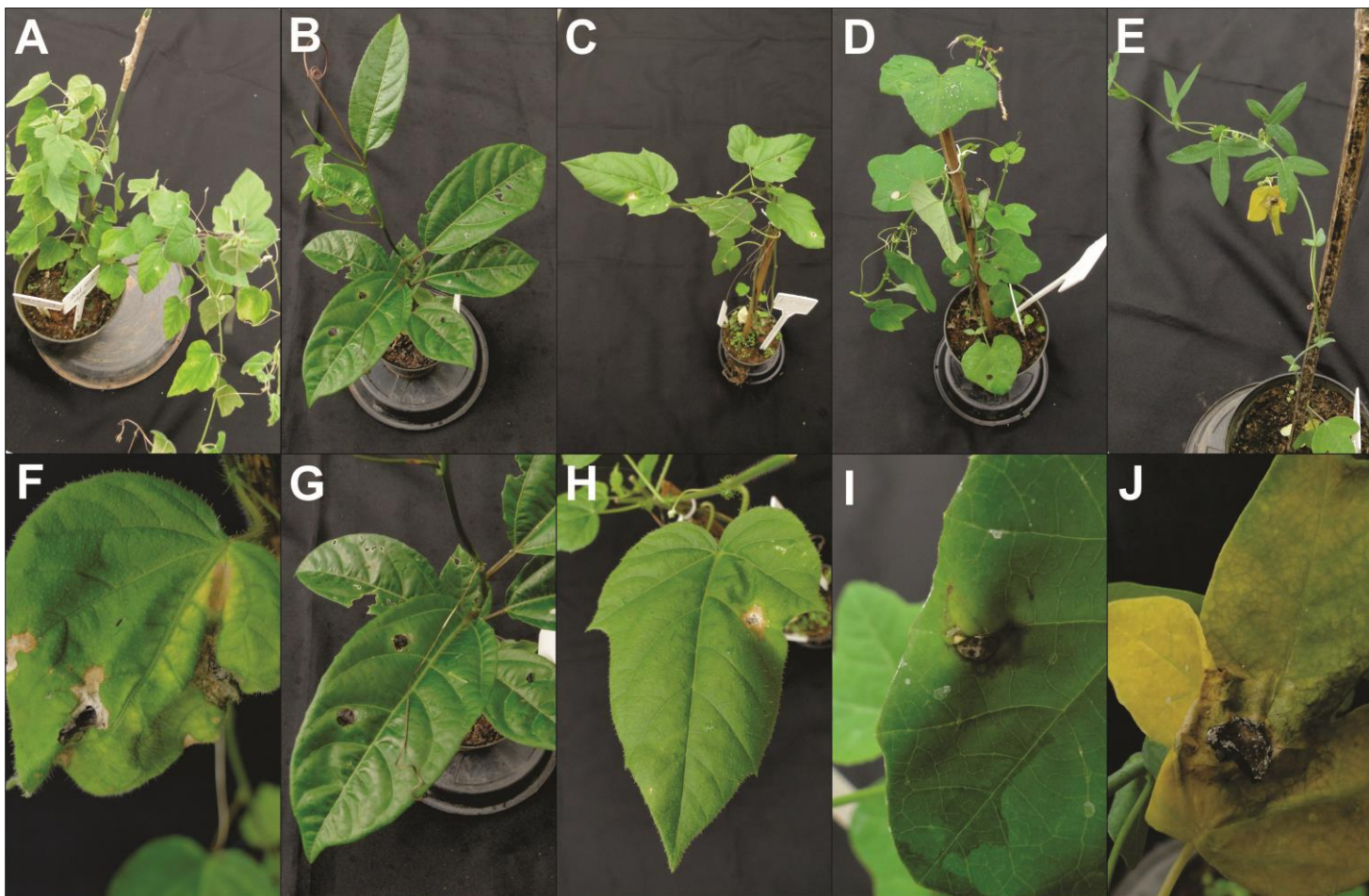
**Fig. 2.** Grande população de *P. foetida* em área de restinga.



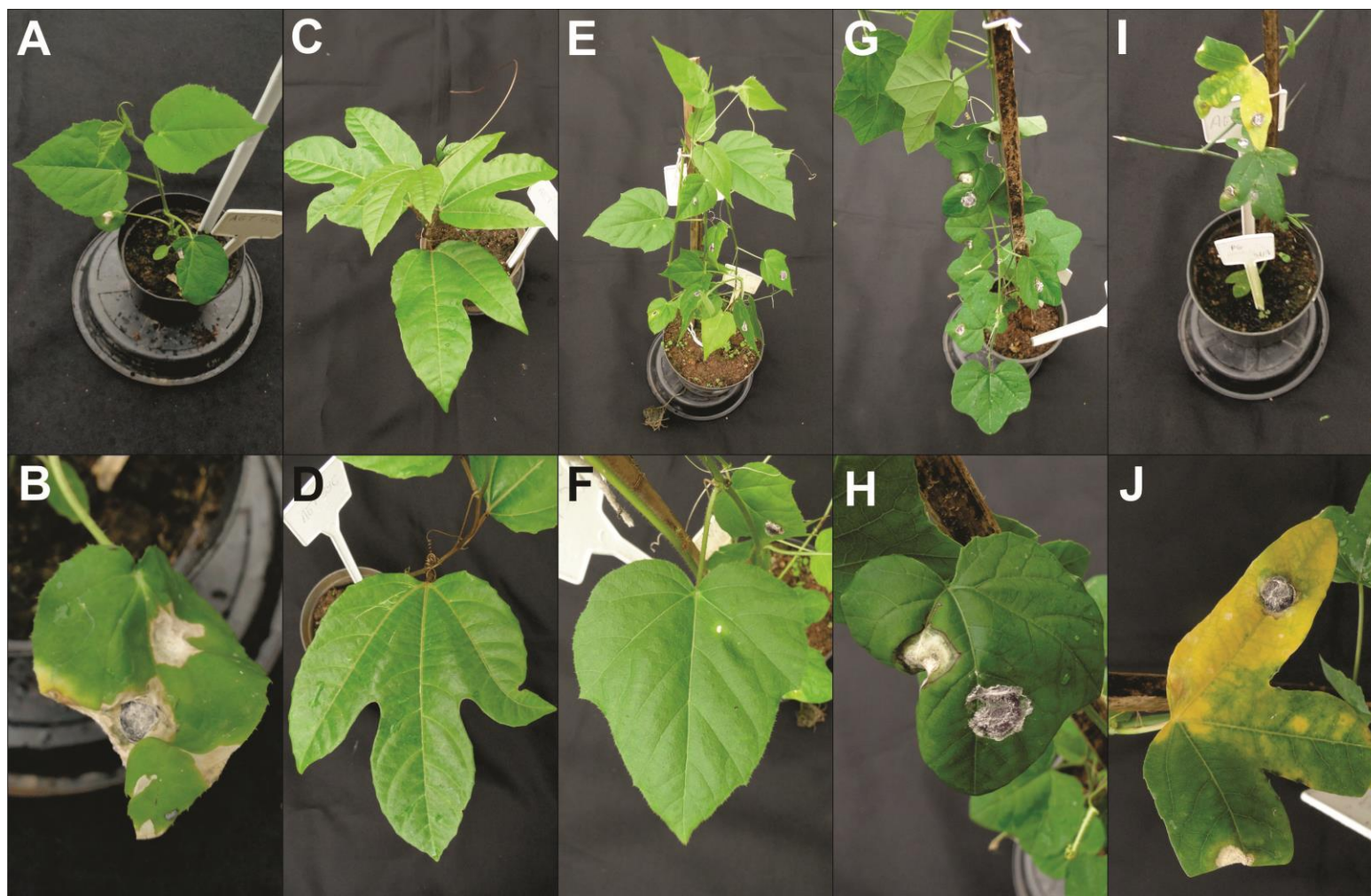
**Fig. 3.** Grande população de *P. foetida* em meio à Caatinga.



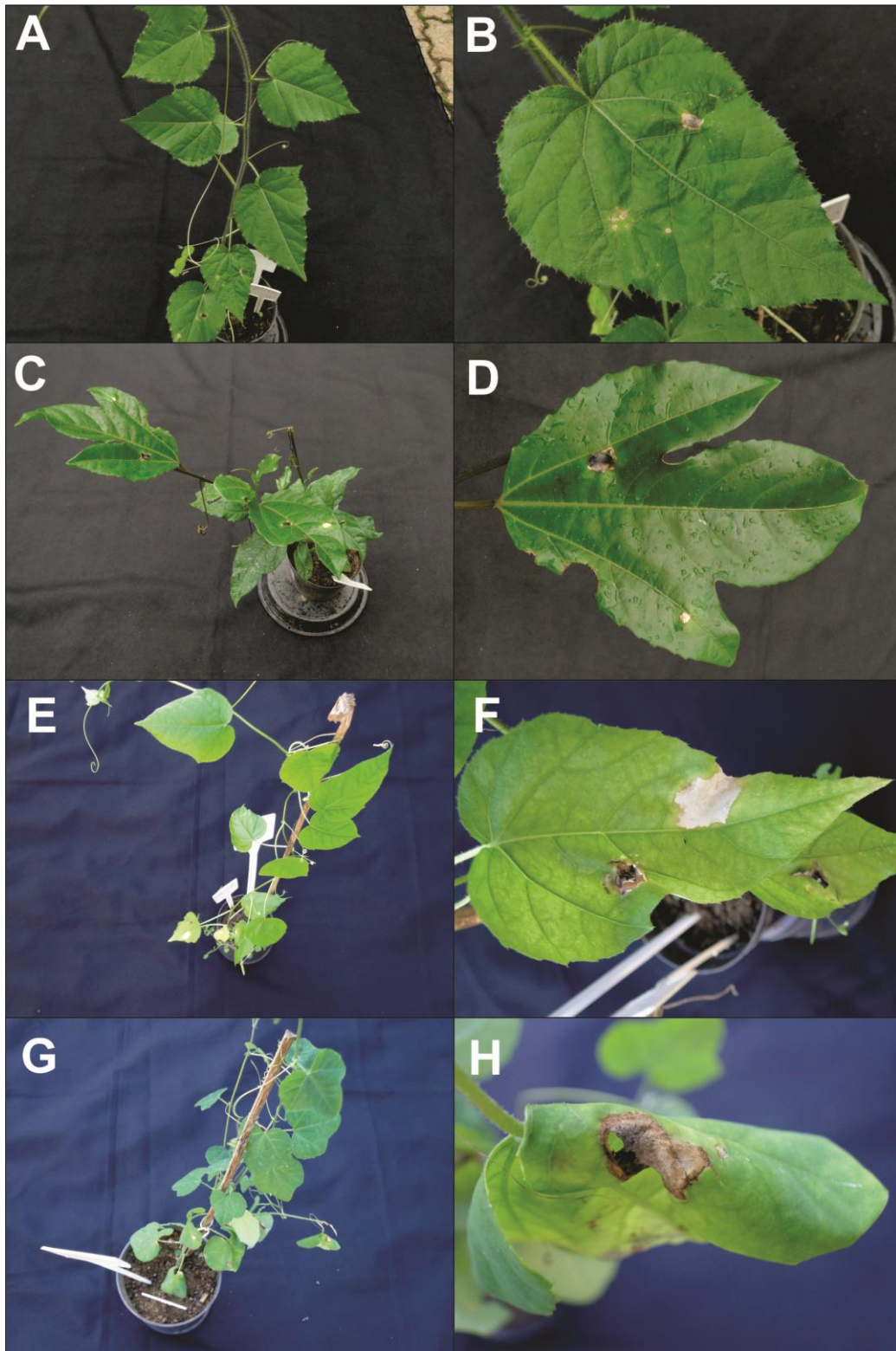
**Fig. 4.** Teste de patogenicidade com COAD 2619, *Alternaria alternata*. A-B: Sintomas em *P. foetida*. C-D: Ausência de sintomas em *P. edulis*. E-F: Sintomas em *P. foetida* (Austrália). G-H: Sintomas em *P. morifolia*.



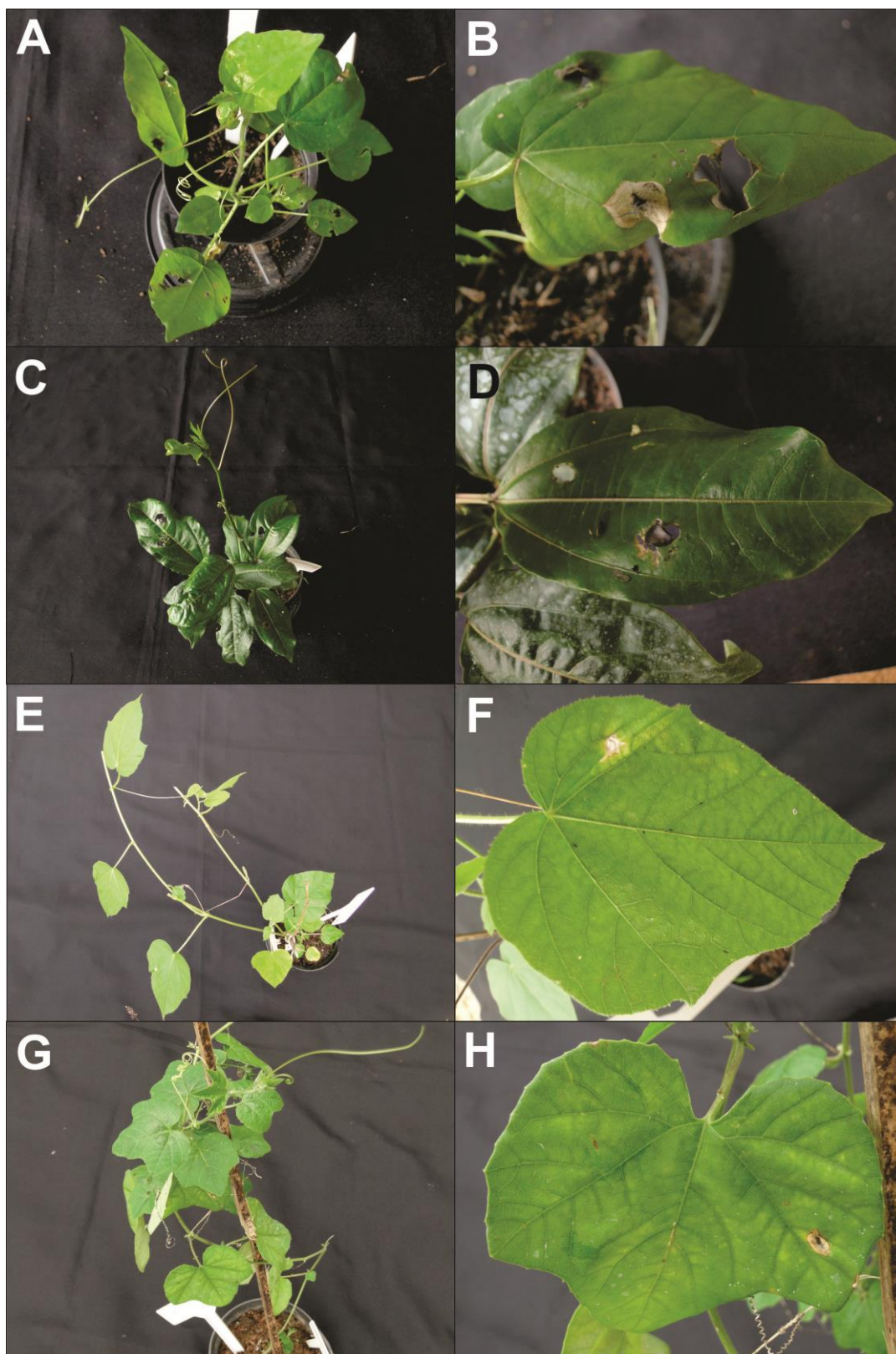
**Fig. 5.** Teste de patogenicidade com COAD 2620 *Colletotrichum theobromicola*. A-B: Sintomas em *P. foetida*. C-D: Ausência de sintomas em *P. edulis*. E-F: Sintomas em *P. foetida* (Austrália). G-H: Sintomas em *P. morifolia*. I-J: Sintomas em *P. gibertii*.



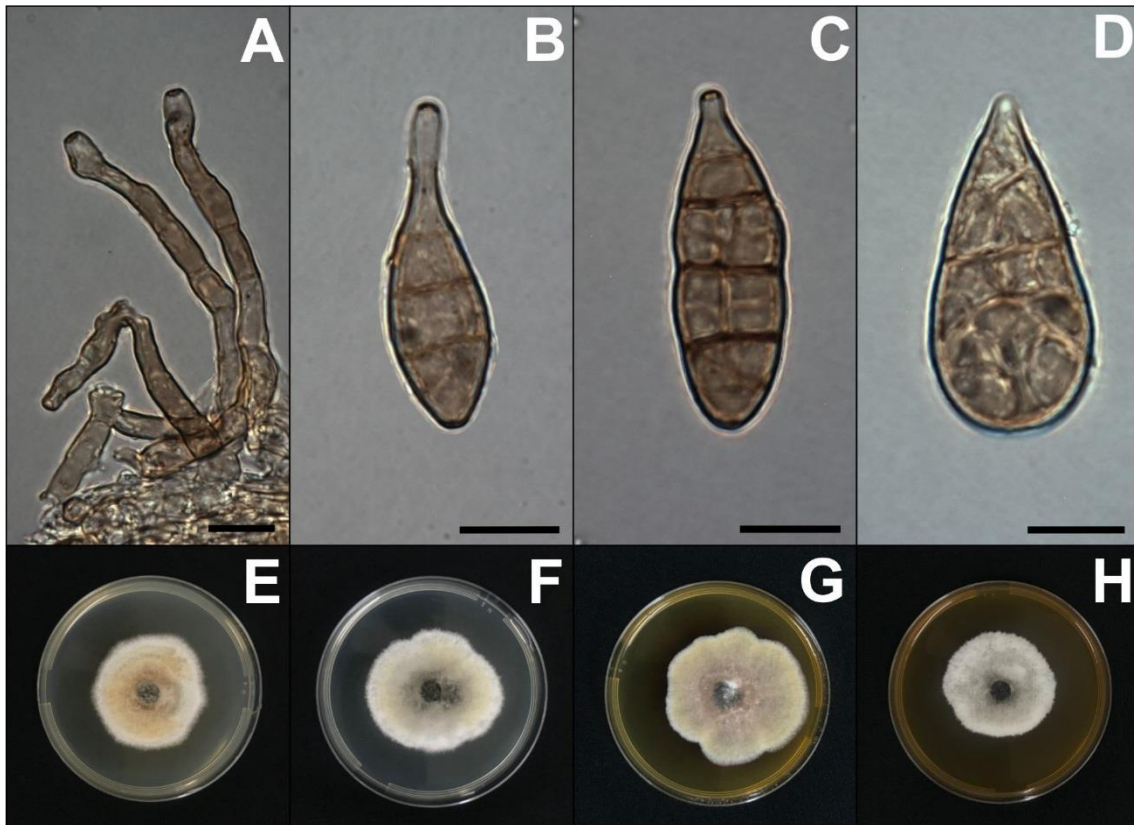
**Fig. 6.** Teste de patogenicidade com COAD 2626 *Fusarium pseudocircinatum*. A-B: Sintomas em *P. foetida*. C-D: Ausência de sintomas em *P. edulis*. E-F: Sintomas em *P. foetida* (Austrália). G-H: Sintomas em *P. morifolia*. I-J: Sintomas em *P. gibertii*.



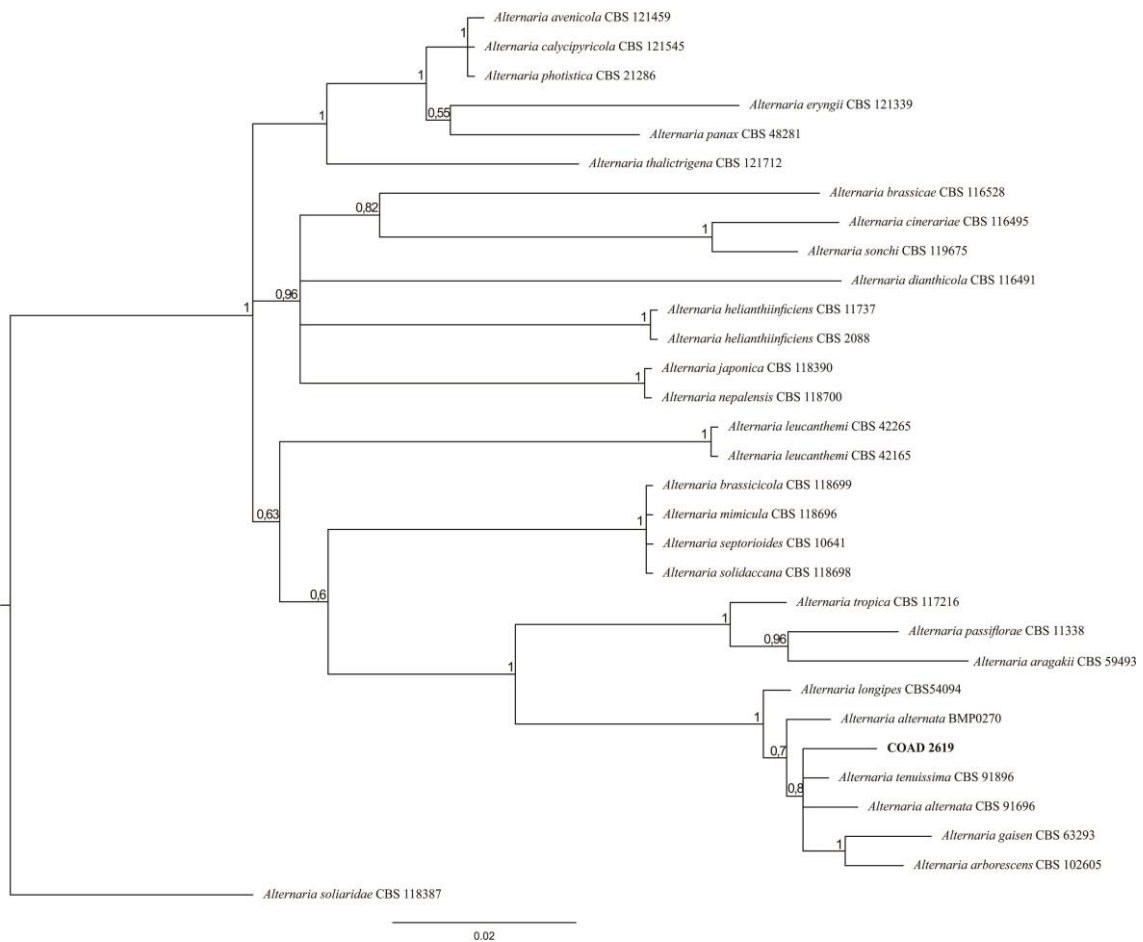
**Fig. 7.** Teste de patogenicidade com COAD 2621 *Cercospora* nov. sp. A-B: Sintomas em *P. foetida*. C-D: Ausência de sintomas em *P. edulis*. E-F: Sintomas em *P. foetida* (Austrália). G-H: Sintomas em *P. morifolia*.



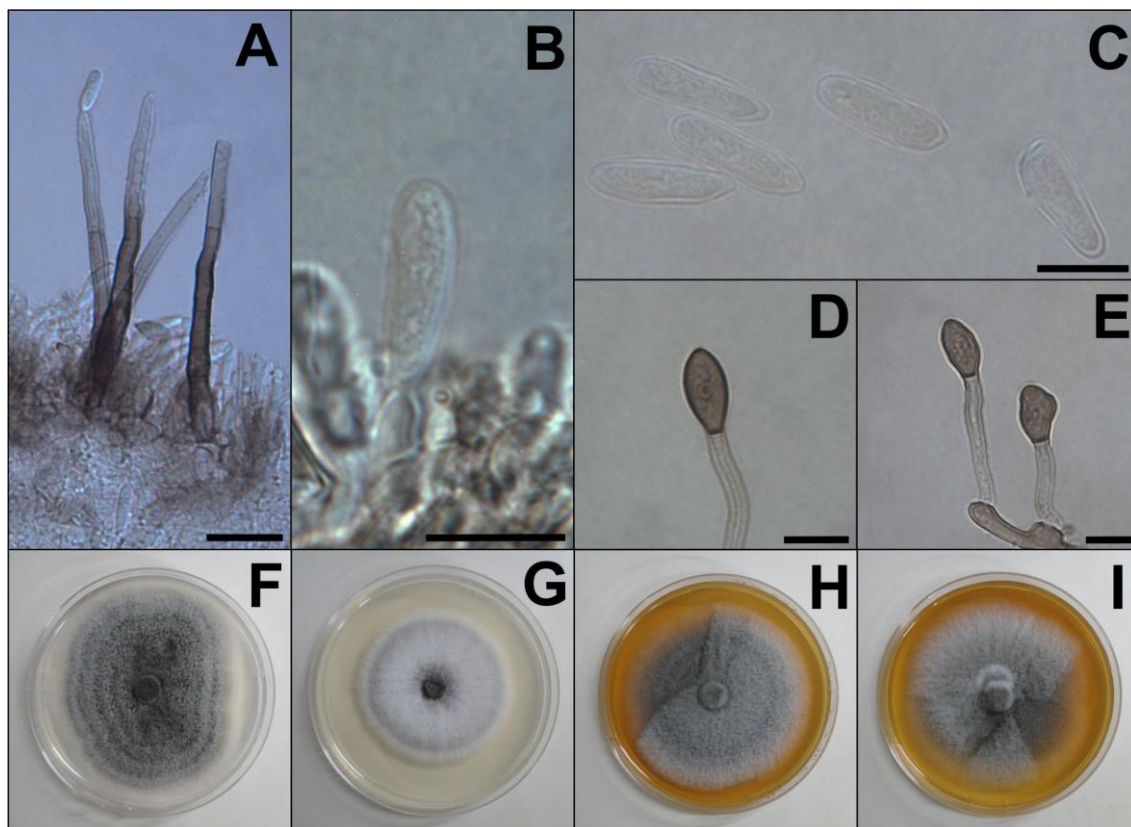
**Fig. 8.** Teste de patogenicidade com COAD 2629 *Cercospora* sp. A-B: Sintomas em *P. foetida*. C-D: Ausência de sintomas em *P. edulis*. E-F: Sintomas em *P. foetida* (Austrália). G-H: Sintomas em *P. morifolia*.



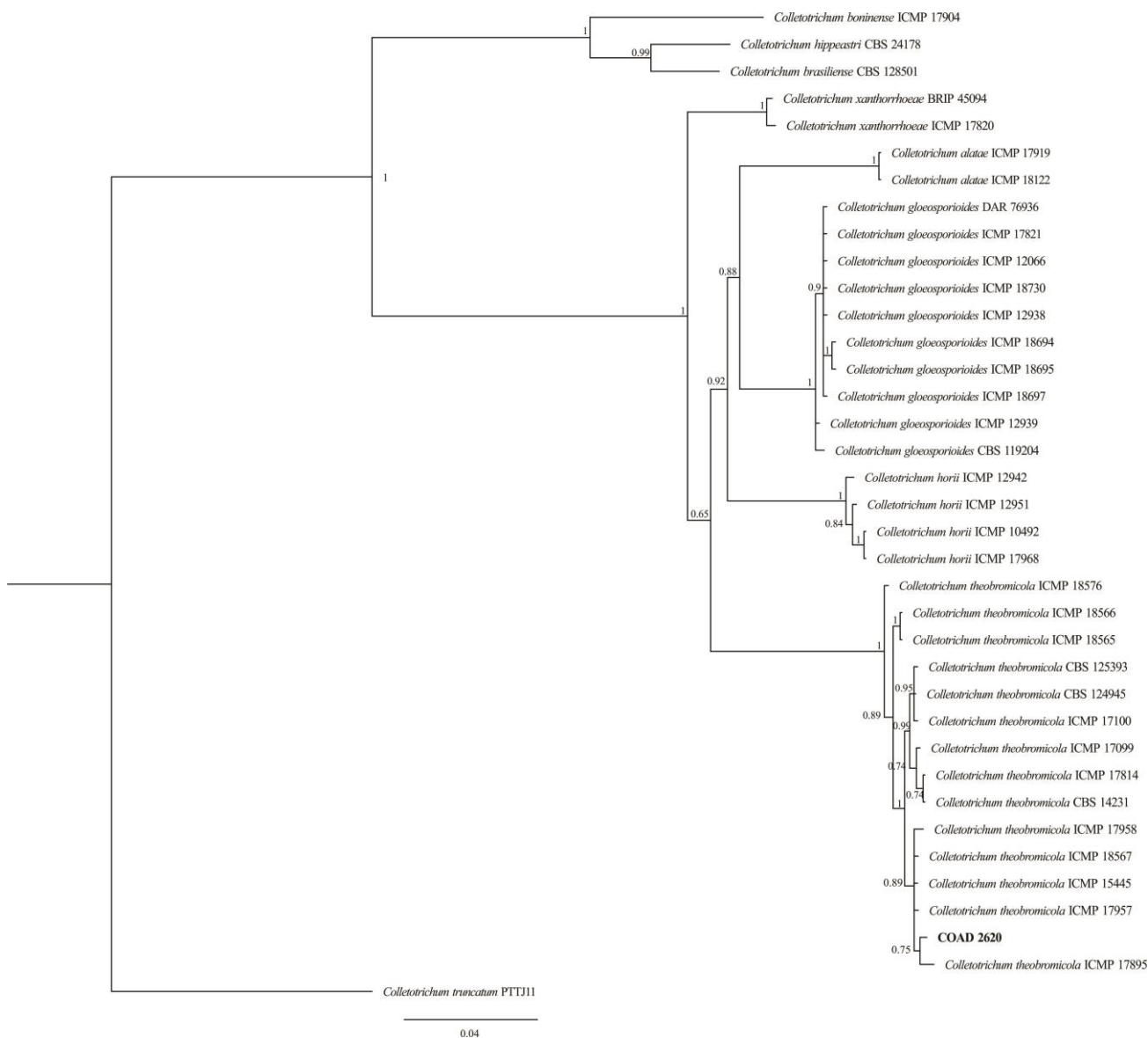
**Fig. 9.** *Alternaria alternata*: Conídios, conidióforos e culturas. A – Conidióforos com proliferação simpodial e loci conidiogênicos conspícuos (Barra = 10 $\mu$ m). B – C – D – Conídios fargmoseptados (Barra = 10 $\mu$ m). E – Colônia em BDA na presença de luz. F – Colônia em BDA na ausência de luz. G – Colônia em EMA na presença de luz. H – Colônia em EMA na ausência de luz.



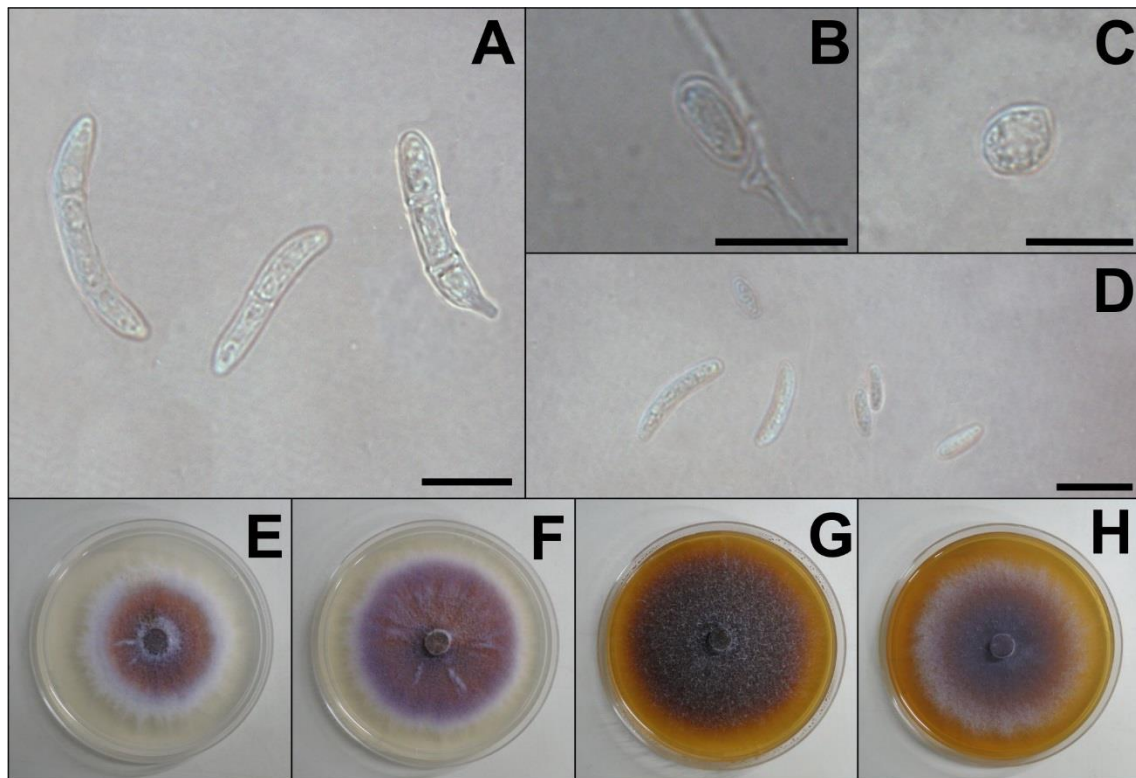
**Fig. 10.** Árvore filogenética inferida a partir de análise bayesiana baseada na sequência RPB2. Probabilidades posteriores são indicadas acima dos nós. *Alternaria soliaridae* representa o táxon externo. O isolado obtido da *Passiflora foetida* está em negrito.



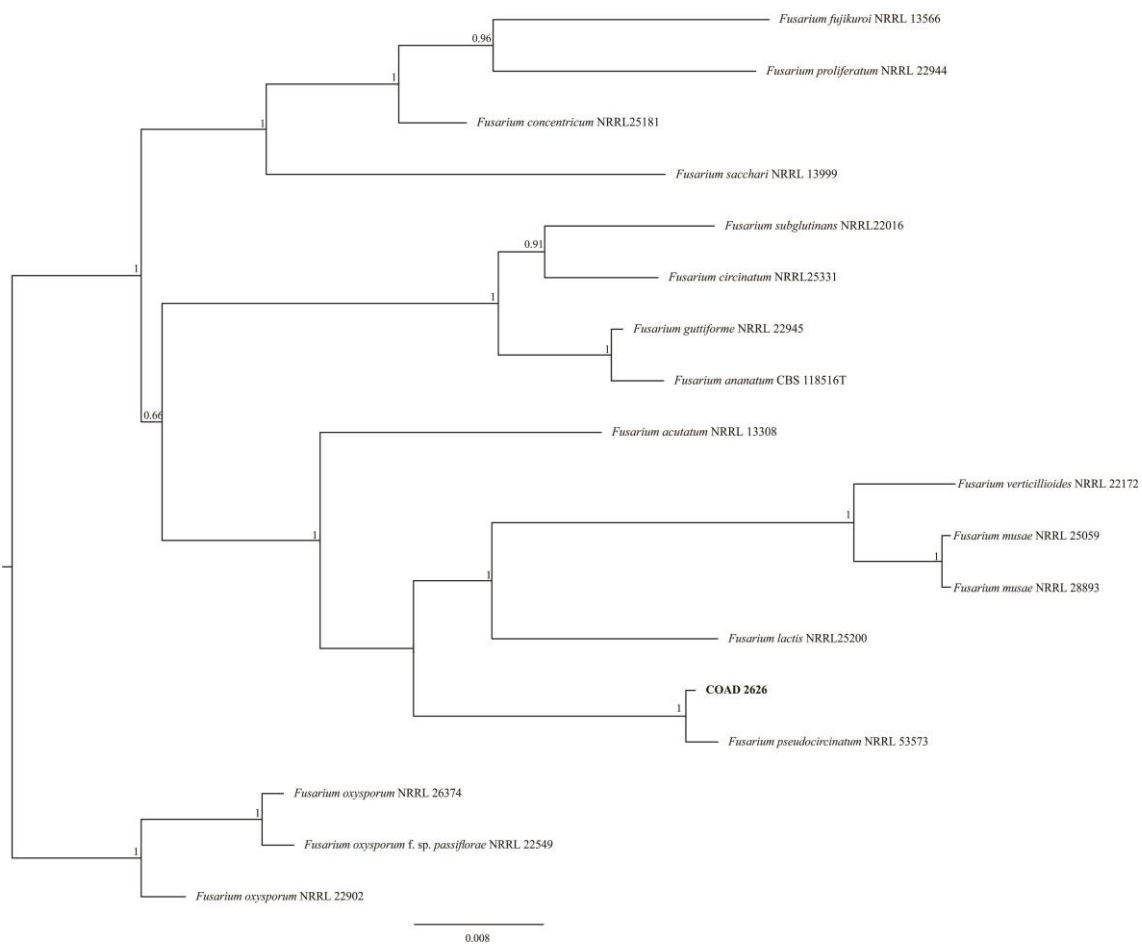
**Fig. 11.** *Colletotrichum theobromicola*: Setas, conídios, conidióforos, apressórios e culturas. A – Setas com formação de conídio no ápice (Barra = 20 $\mu$ m). B – Conidióforo com conídio aderido (Barra = 10 $\mu$ m). C – Conídios subcilíndricos (Barra = 10 $\mu$ m). D – E – Apressórios com poro central, unicelular, lobado (Barra = 10 $\mu$ m). F – Colônia em BDA na presença de luz. G – Colônia em BDA na ausência de luz. H – Colônia em EMA na presença de luz. I – Colônia em EMA na ausência de luz.



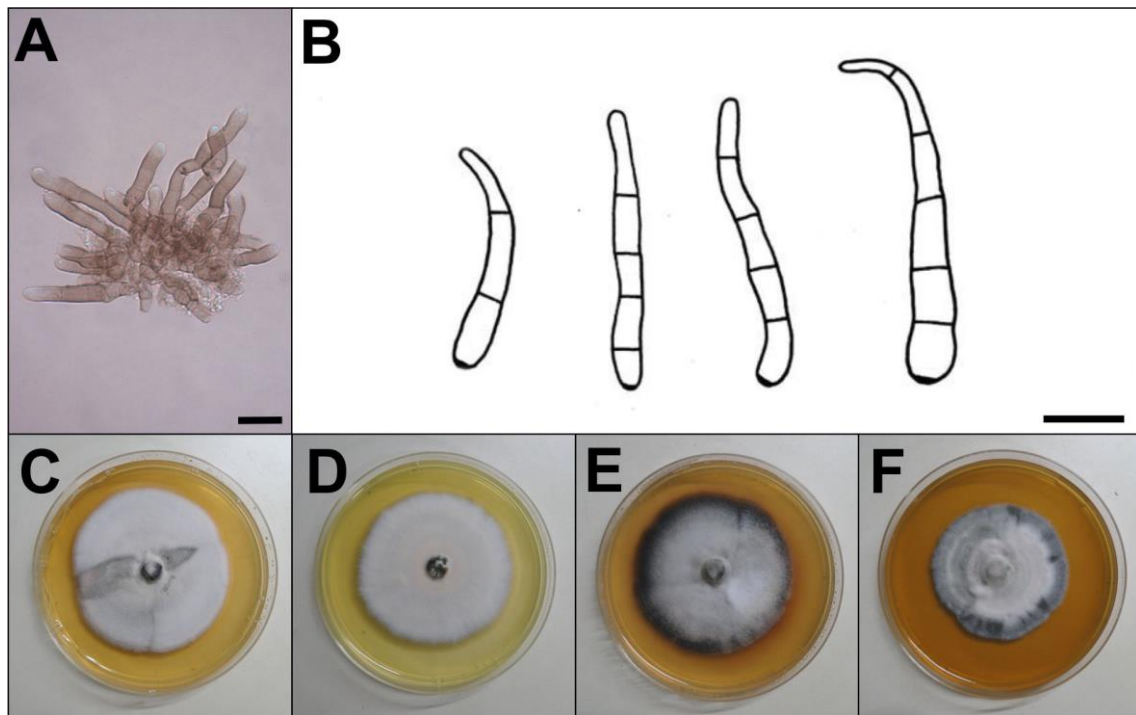
**Fig. 12.** Árvore filogenética inferida a partir de análise bayesiana multilocus baseada nas sequencias ACT, BTUB E GAPDH. Probabilidades posteriores são indicadas acima dos nós. *Colletotrichum truncatum* representa o táxon externo. O isolado obtido da *Passiflora foetida* está em negrito.



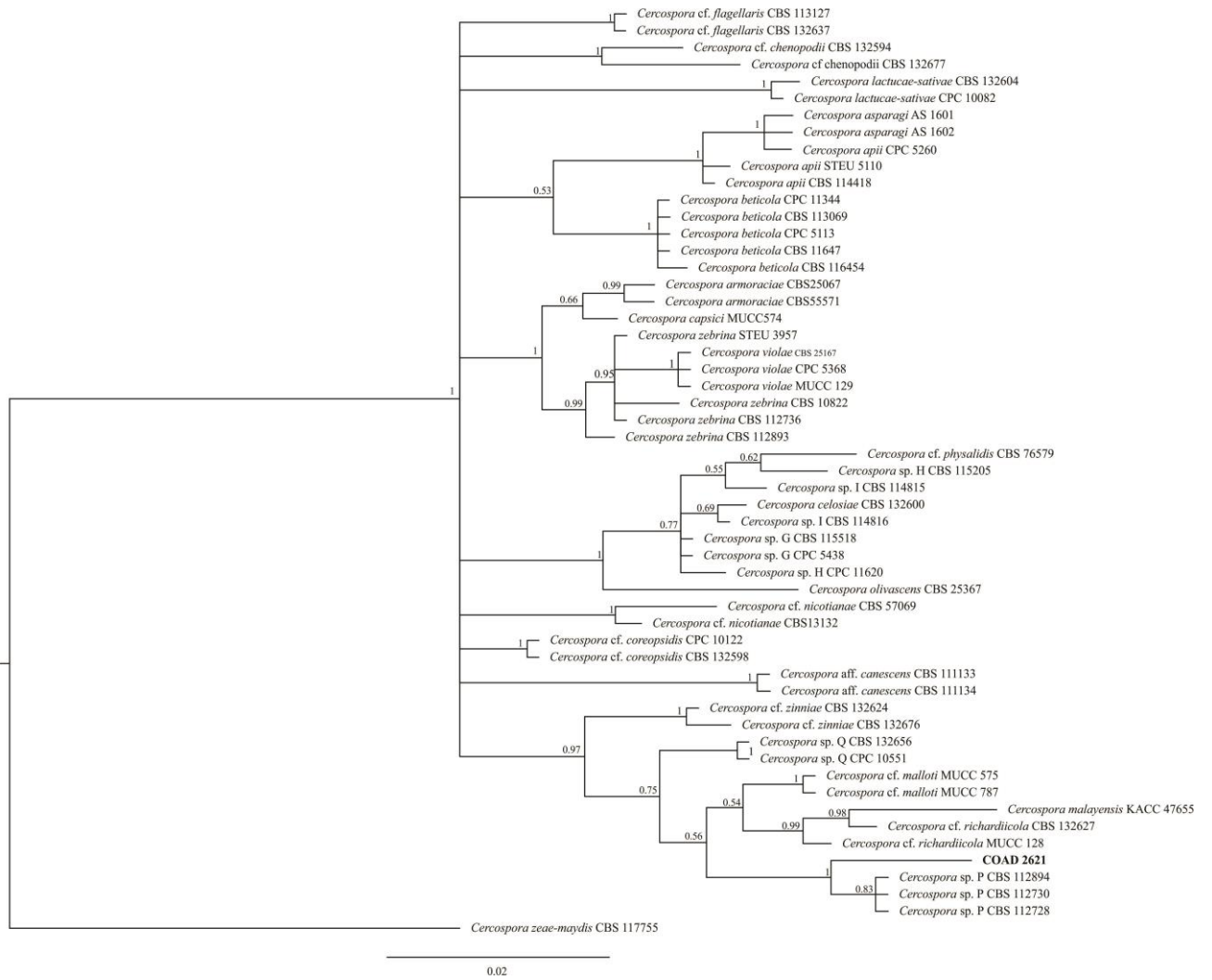
**Fig. 13.** *Fusarium pseudocircinatum*: Macro e microconídios, clamidósporos e culturas. A – Macroconídios (Barra = 10 $\mu$ m). B – C – Clamidósporos (Barra = 10 $\mu$ m). D – Microconídios (Barra = 10 $\mu$ m). E – Colônia em BDA na presença de luz. F – Colônia em BDA na ausência de luz. G – Colônia em EMA na presença de luz. H – Colônia em EMA na ausência de luz.



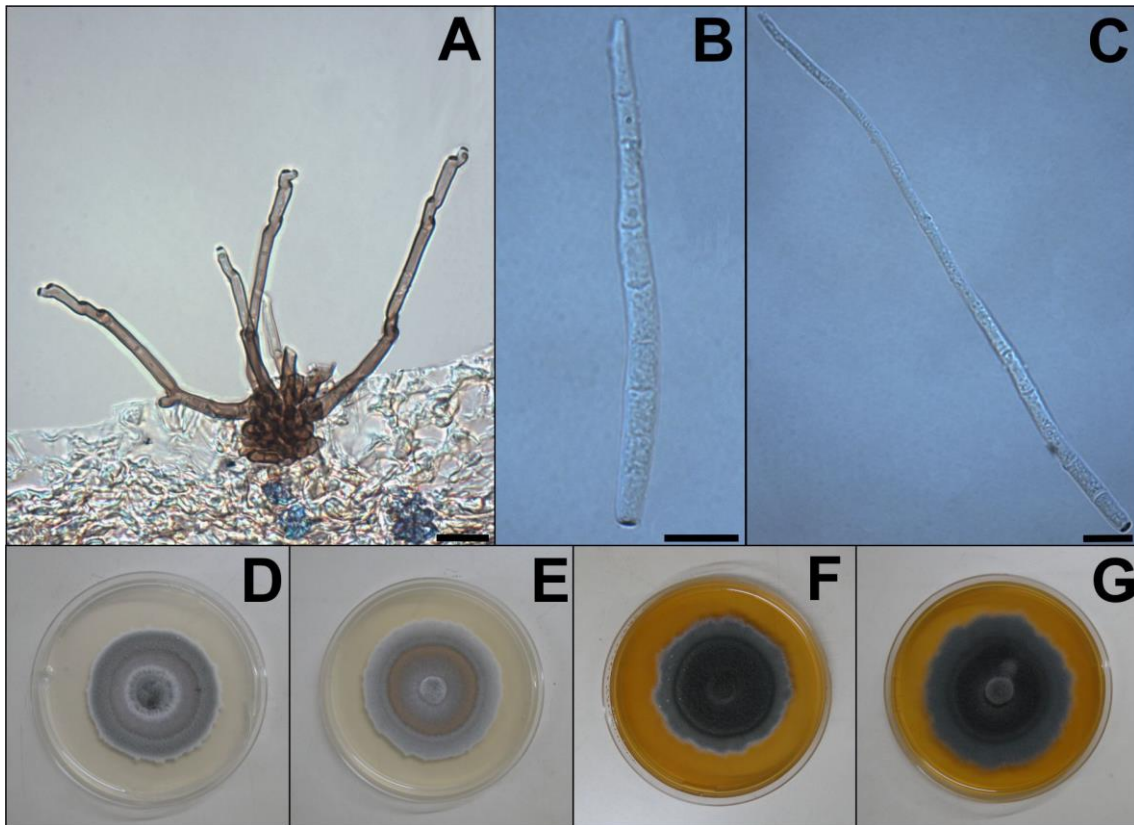
**Fig. 14.** Árvore filogenética inferida a partir de análise bayesiana multilocus baseada nas sequencias, BTUB E TEF. Probabilidades posteriores são indicadas acima dos nós. *Fusarium oxysporum* representa o táxon externo. O isolado obtido da *Passiflora foetida* está em negrito.



**Fig. 15.** *Cercospora* sp. nov.: Conidióforos, conídios e culturas. A – Conidióforo (Barra = 20µm). B – C – D – Conídios). E – Colônia em BDA na presença de luz. F – Colônia em BDA na ausência de luz. G – Colônia em EMA na presença de luz. H – Colônia em EMA na ausência de luz.



**Fig. 16.** Árvore filogenética inferida a partir de análise bayesiana multilocus baseada nas sequencias ACT e CAL. Probabilidades posteriores são indicadas acima dos nós. *Cercospora zea-maydis* representa o táxon externo. O isolado obtido da *Passiflora foetida* está em negrito.



**Fig. 17.** *Cercospora* sp.: Conidióforos, conídios e culturas. A – Conidióforo (Barra = 20 $\mu$ m). B – C – Conídios (Barra = 10 $\mu$ m). D – Colônia em BDA na presença de luz. E – Colônia em BDA na ausência de luz. F – Colônia em EMA na presença de luz. G – Colônia em EMA na ausência de luz.

**Tabela 5: Primers utilizados na PCR para sequenciamento.**

Primer	Referência
T1	O'Donnell & Cigelnik (1997)
Bt-2b	Glass & Donaldson (1995)
CAL-228F	Carbone & Kohn (1999)
CAL2Rd	Groenewald et al. (2013) & Quaedvlieg et al. (2011)
CAL-737R	Carbone & Kohn (1999)
ACT-512F	Carbone & Kohn (1999)
ACT-783R	Carbone & Kohn (1999)
GDF1	Guerber et al. (2003)
GDR1	Guerber et al. (2003)
ITS4	White et al. (1990)
ITS5	White et al. (1990)
fRPB2 5F	Liu et al. (1999)
fRPB2 7R	Liu et al. (1999)
EFCF1	Jones et al. (2011)
EFCF2	T.C. Harrington (Não publicado)

**Tabela 6. Número de acessos do GenBank de isolados incluídos neste estudo.**

Espécie	Isolado	TEF1	TUB	RPB2	GAPDH	ACT	CAL
<i>Alternaria alternata</i>	CBS 916.96			KC584375			
	BMP 0270			JQ811952			
<i>A.avenicola</i>	CBS 121459			KC584380			
<i>A.brassicae</i>	CBS 116528			KC584382			
<i>A.brassicicola</i>	CBS 118699			KC584383			
<i>A.calycipyricola</i>	CBS 121545			KC584384			
<i>A.cinerariae</i>	CBS 116495			KC584389			
<i>A.dianthicola</i>	CBS 116491			KC584394			
<i>A.eryngii</i>	CBS 121339			KC584397			
<i>A.helianthiinficiens</i>	CBS 117370			KC584402			
	CBS 208.86			KC584403			
<i>A.japonica</i>	CBS 118390			KC584405			
<i>A.leucanthemi</i>	CBS 421.65			KC584472			
	CBS 422.65			KC584473			
<i>A.limaciformis</i>	CBS 481.81			KC584407			
<i>A.mimicula</i>	CBS 118696			KC584411			
<i>A.nepalensis</i>	CBS 118700			KC584414			
<i>A.panax</i>	CBS 482.81			KC584417			
<i>A.photistica</i>	CBS 212.86			KC584420			
<i>A.septorioides</i>	CBS 106.41			KC584427			
<i>A.soliaridae</i>	CBS 118387			KC584431			
<i>A.solidaccana</i>	CBS 118698			KC584432			
<i>A.tenuissima</i>	BMP 0304			AY563302			

	CBS 91896			KC584435		
<i>A.sonchi</i>	CBS 119675			KC584433		
<i>A.thalictrigena</i>	CBS 121712			KC584436		
<i>Cercospora apii</i>	STEU5110				DQ233371	DQ233397
	CBS 114418				AY840448	AY840415
	CPC 5260				JX143041	JX142795
<i>C. armoraciae</i>	CBS 250.67				JX143053	JX142807
	CBS 555.71				JX143058	JX142812
<i>C. asparagi</i>	AS1601				KY549091	KY549093
	AS1602				KY549092	KY549094
<i>C. beticola</i>	CPC 11344				DQ233385	DQ233411
	CBS 113069				DQ233377	DQ233403
	CPC 5113				DQ233378	DQ233404
	CBS 116454				AY840457	AY840424
	CBS 116.47				AY752196	AY752227
<i>C. aff. canescens</i>	CBS 111133				DQ835103	DQ835130
	CBS 111134				DQ835104	DQ835131
<i>C. cf. coreopsidis</i>	CBS 132598				JX143097	JX142851
	CPC 10122				JX143098	JX142852
<i>C. cf. malloti</i>	MUCC 575				JX143138	JX142892
	MUCC 787				JX143139	JX142893
<i>C. mercurialis</i>	CBS 549.71				JX143140	JX142894
	CBS 550.71				JX143141	JX142895
<i>C. neomaricae</i>	COAD 2390				MK370892	MK370894
<i>C. sp. F</i>	CPC 12062				DQ185095	DQ185107

<i>C. sp. G</i>	CBS 115518					JX143195	JX142949
	CPC 5438					JX143196	JX142950
<i>C. sp. H</i>	CPC 11620					JX143198	JX142952
	CBS 115205					JX143197	JX142951
	COAD 2292					MK370891	MK370893
<i>C. sp. I</i>	CBS 114815					JX143199	JX142953
	CBS 114816					JX143200	JX142954
<i>C. sp. P</i>	CBS 112728; CPC 3949					DQ835111	DQ835138
	CBS 112730; CPC 3948					DQ835112	DQ835139
	CBS 112894; CPC 3950					DQ835113	DQ835140
<i>C. violae</i>	CBS 251.67					JX143250	JX143004
	CPC 5368					JX143251	JX143005
	MUCC 129					JX143252	JX143006
<i>C. zaeae maydis</i>	CBS 117755					DQ185096	DQ185108
<i>C. zebrina</i>	STEU 3957					JX143258	JX143012
	CBS 112736					JX143259	JX143013
	CBS 112893					JX143260	JX143014
<i>C. zeina</i>	CPC 11995					DQ185105	DQ185117
	CPC 11998					DQ185106	DQ185118
<i>C. cf. zinniae</i>	CBS 132624					JX143272	JX143026
	CBS 132676					JX143273	JX143027
<i>Colletotrichum alatae</i>	CBS 304.67, ICMP 17919		JX010383		JX009990	JX009471	
	ICMP 18122		JX010449		JX010011	JX009470	
<i>C. brasiliense</i>	CBS 128501		JQ005669		JQ005322	JQ005583	

<i>C. boninense</i>	MAFF 305972, ICMP 17904, CBS 123755				JX009905	JX009583	
<i>C. gloeosporioides</i>	DAR 76936, ICMP 18738				JX009976	JX009542	
	IMI 356878, ICMP 17821, CBS 112999		JX010445		JX010056	JX009531	
	ICMP 12939				JX009931	JX009462	
	ICMP 12066				JX009955	JX009550	
	ICMP 18730				JX009981	JX009548	
	ICMP 12938				JX009935	JX009560	
	ICMP 18694				JX009980	JX009481	
	CBS 119204, ICMP 18678				JX010013	JX009502	
	ICMP 18695				JX009979	JX009494	
	CMP 18697				JX009987	JX009557	
<i>C. hippeastri</i>	CBS 241.78, ICMP 17920				JX009932	JX009485	
<i>C. horii</i>	ICMP 12942		JX010375		GQ329686	JX009533	
	ICMP 12951				GQ329683	JX009466	
	NBRC 7478, ICMP 10492		JX010450		GQ329681	JX009438	
	ICMP 17968		JX010378		GQ329682	JX009547	
<i>C. theobromicola</i>	MUCL 42295, ICMP 17958, CBS 124250		JX010381		JX009948	JX009498	
	ICMP 18566		JX010376		JX009953	JX009496	
	ICMP 18565		JX010374		JX010029	JX009449	
	ICMP 18567		JX010377		JX009985	JX009457	

	ICMP 18576				JX010022	JX009532	
	ICMP 17895		JX010382		JX010057	JX009568	
	ICMP 15445				JX010027	JX009509	
	CBS 125393, ICMP 18650				JX009982	JX009503	
	CBS 124945, ICMP 18649		JX010447		JX010006	JX009444	
	ICMP 17099				JX009957	JX009493	
	ICMP 17100				JX009947	JX009507	
	IMI 348152, ICMP 17814		JX010379		JX010003	JX009448	
	MUCL 42294, ICMP 17957, CBS 124251		JX010380		JX009962	JX009575	
	CBS 142.31, ICMP 17927		JX010373		JX010024	JX009516	
<i>C. truncatum</i>	PTTJ11		MH136809		MH136810		
<i>C. xanthorrhoeae</i>	BRIP 45094, ICMP 17903, CBS 127831		JX010448		JX009927	JX009478	
	IMI 350817a, ICMP 17820				JX010008	JX009479	
<i>Fusarium acutatum</i>	NRRL 13308/CBS402.98	AF160276	U34431				
<i>F. ananatum</i>	CBS 118516 T	LT996091	LT996112				
<i>F. circinatum</i>	NRRL 25331 T	AF160295	U61547				
<i>F. concentricum</i>	NRRL 25181		U61548				
<i>F. fujikuroi</i>	NRRL 13567	AF160279	U34415				
<i>F. guttiforme</i>	NRRL 22945	AF160297	U34420				

<i>F. lactis</i>	NRRL 25200/IHEM 7412	AF160272					
<i>F. musae</i>	NRRL 25059 T	FN552086	FN545368				
	NRRL 28893	FN552092	FN545374				
<i>F. oxysporum</i>	NRRL 26374	AF008483	AF008518				
	NRRL 22902		U34424				
<i>F. oxysporum f. sp. passiflorae</i>	NRRL 22549	AF008505	AF008540				
<i>F. proliferatum</i>	NRRL 22944	AF160280	U34416				
<i>F. pseudocircinatum</i>	NRRL 53573	MG838029	GU737291				
<i>F. sacchari</i>	NRRL 13999	AF160278	U34414				
<i>F. subglutinans</i>	NRRL 22016	AF160289	U34417				
<i>F. verticillioides</i>	NRRL 22172	AF160262	U34413				