

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

**FUNGOS ASSOCIADOS À BROMELIACEAE NATIVAS E
CULTIVÁVEIS NA BAHIA**

PATRÍCIA MARTINS GALVÃO PALHA

CRUZ DAS ALMAS - BAHIA

FEVEREIRO - 2017

FUNGOS ASSOCIADOS À BROMELIACEAE NATIVAS E CULTIVÁVEIS NA BAHIA

PATRÍCIA MARTINS GALVÃO PALHA

Bióloga

Universidade do Estado da Bahia, 2013

Dissertação submetida à Pós-Graduação e Pesquisa da Universidade Federal do Recôncavo da Bahia como requisito parcial para obtenção do Grau de Mestre em Ciências Agrárias, Área de Concentração: Fitotecnia.

Orientador: Prof. Dr. José Luiz Bezerra

Coorientadora: Dr^a Thaís Emanuelle F. de Lima

Coorientador: Dr Marcos Fábio O. Marques

CRUZ DAS ALMAS - BAHIA

FEVEREIRO - 2017

FICHA CATALOGRÁFICA

P161f

Palha, Patrícia Martins Galvão.

Fungos associados à Bromeliaceae nativas e cultiváveis na Bahia / Patrícia Martins Galvão Palha. – Cruz das Almas, BA, 2017.

119f.; il.

Orientador: José Luiz Bezerra.

Coorientadora: Thais Emanuelle Feijó de Lima.

Dissertação (Mestrado) – Universidade Federal do Recôncavo da Bahia, Centro de Ciências Agrárias, Ambientais e Biológicas.

1.Bromélias – Fungos. 2.Bromeliacea – Cultivo.
I.Universidade Federal do Recôncavo da Bahia, Centro de Ciências Agrárias, Ambientais e Biológicas.
II.Marques, Marcos Fábio Oliveira. III.Título.

CDD: 632.4

Ficha elaborada pela Biblioteca Universitária de Cruz das Almas - UFRB.

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

**FUNGOS ASSOCIADOS À BROMELIACEAE NATIVAS E
CULTIVÁVEIS NA BAHIA**

**COMISSÃO EXAMINADORA DA DEFESA DE DISSERTAÇÃO DE
Patrícia Martins Galvão Palha**

Realizada em 22 de Fevereiro de 2017

Prof. Dr. José Luiz Bezerra
Universidade Federal do Recôncavo da Bahia
Examinador interno (Orientador)

Prof^a. Dr^a. Edna Dora Martins Newman Luz
Cepiac/ Centro de Pesquisas do Cacau
Examinador externo

Prof^a. Dr^a. Franceli da Silva
Universidade Federal do Recôncavo da Bahia
Examinador interno

DEDICATÓRIA

A **DEUS**, o autor da minha fé, minha fortaleza e meu socorro nas horas aflitas;

Aos meus pais, **Vilebaldo Alves**, *in memoria*, e **Marlene Martins** por dar-me amor e respeito ao próximo.

A Eles meu amor e gratidão.

Ao marido, companheiro de todas as horas, na alegria e na tristeza, **Erivelton Galvão Palha Júnior**, pelo amor e ajuda constante.

A nosso filho **Filipe Martins Galvão Palha**, nossa maior vitória, alegria de nossas vidas, presente de Deus.

Por compreenderem minha ausência e por estarem sempre ao meu lado.

AMO VOCÊS!

AGRADECIMENTOS

A Deus pela vida, amor, proteção e oportunidade de glorificá-lo em todos os momentos de minha existência;

A minha mãe Marlene por todo amor, amizade, estímulo, compreensão e cuidado com meu filho na minha ausência. A meu pai Vilebaldo (em memória) que sempre sonhou com este momento, e que me deu toda base para que pudesse alcançá-lo;

A meu marido Galvão pelo amor, companheirismo, paciência, incentivo e compreensão durante esta difícil jornada, onde mudei a rotina de toda família. Agradeço a Deus por ter você e pela nossa família!

Ao meu filho Filipe Martins Galvão Palha pela compreensão e carinho em todos os momentos. Você é o melhor presente que Deus já me deu, a alegria da minha vida.

Aos meus irmãos Vilebaldo Júnior e Rodrigo por estarem presentes em minha vida e pela força. Aos meus sobrinhos Guilherme, Murilo, Erick, Matheus, Lara e Rebeca que tanto amo;

Ao Manoelito (padrasto) pela atenção, apoio e carinho;

Aos meus cunhados Gilena, Marina, Ligia, Rosângela e Flávio pelo grande apoio;

Aos meus sogros Erivelton e Goreti (em memória) pelo auxílio e torcida;

Ao Pastor Adilson, Pastor Hypólito, Seu Noel, Marcelo Celes e família pelo acolhimento, palavras de ânimo e motivação em Cruz das Almas;

Ao orientador Professor José Luiz Bezerra pelo apoio, ensinamentos e oportunidade.

A Coorientadora Thaís Feijó pela paciência, ajuda, amizade e apoio;

Ao Coorientador Marcos Fábio pelo apoio, ajuda, amizade e incentivo;

A Universidade Federal do Recôncavo da Bahia pela estrutura disponibilizada para realização desse trabalho;

A CAPES pela concessão da bolsa;

Ao Matheus Nogueira e Josirene Moreira pela identificação das bromélias e artigos disponibilizados;

Às minhas amigas Irana Paim, Edivânia e Joice muito obrigada pelo carinho e ajuda incondicional;

Ao Lucas Conceição e Elton pela ajuda e amizade;

Aos companheiros de Laboratório Elton, Joice, Thaís, Jackeline, Jérsica, Sara, Cristiane, Léo, Antônia, Vanessa, Cristiano pelo aprendizado e momentos descontraídos;

Aos funcionários do Bloco L, em especial Dona Val e Adriana.

Muitíssimo obrigada pela colaboração de todos!!!

“O SENHOR É A MINHA LUZ E A MINHA SALVAÇÃO; A QUEM TEMEREI? O SENHOR É A FORÇA DA MINHA VIDA; DE QUEM ME RECEAREI?” (Salmos 27:1).

SUMÁRIO

Página

RESUMO

ABSTRACT

REFERENCIAL TEÓRICO..... 17

ARTIGO 1

FUNGOS ASSOCIADOS À BROMELIACEAE NA BAHIA, BRASIL..... 41

RESUMO..... 42

ABSTRACT..... 44

INTRODUÇÃO 46

MATERIAL E MÉTODOS 47

RESULTADOS E DISCUSSÃO 49

CONSIDERAÇÕES FINAIS 92

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS..... 93

ARTIGO 2

PARÂMETROS ECOLÓGICOS DE FUNGOS EM BROMELIACEAE EM
ECOSSISTEMAS NATURAIS E CULTIVADAS NA BAHIA..... 102

RESUMO..... 103

ABSTRACT..... 104

INTRODUÇÃO 105

MATERIAL E MÉTODOS 106

RESULTADOS E DISCUSSÃO 108

CONSIDERAÇÕES FINAIS 116

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS..... 117

LISTA DE FIGURAS

REFERENCIAL TEÓRICO

Figura 01. A. <i>Aechmea aquilega</i> , B. <i>Hohenbergia cattingae</i> , C. <i>Tillandsia gardneri</i> , D. <i>Alcantarea nahoumii</i> , E. <i>Vriesea bahiana</i> , F. <i>Aechmea</i> sp., G. <i>Alcantarea nahoumii</i> , H. <i>Neoregelia compacta</i> , I. <i>Aechmea victoriana</i>	24
--	----

ARTIGO 1

Figura 01. <i>Acremonium murorum</i> (Corda) W. Gams.....	52
Figura 02. A, B. <i>Aspergillus foetidus</i> Thom & Raper. C, D <i>Aspergillus niger</i>	54
Figura 03. <i>Calonectria gracilis</i> Crous, M.J. Wingf. & Alfenas.....	56
Figura 04. A, B, C, D. <i>Cladosporium cladosporioides</i> (Fresen.) G.A. de Vries E, F, G. <i>Cladosporium sphaerospermum</i> Penz	58
Figura 05. <i>Clonostachys rosea</i> (Preuss) Mussat	59
Figura 06. A, B. <i>Colletotrichum capsici</i> (Syd. & P. Syd.) E.J. Butler & Bisby. C, D, E. <i>Colletotrichum crassipes</i> (Speg.) Arx. F, G, H, I. <i>Colletotrichum dematium</i> (Pers.) Grove. J, K, L. <i>Colletotrichum gloeosporioides</i> (Penz.) Penz. & Sacc.....	63
Figura 07. <i>Corynespora</i> sp.....	64
Figura 08. A, B, C. <i>Curvularia eragrostidis</i> (Henn.) J.A. Mey.; D, E. <i>Curvularia pallescens</i> Boedijn; F, G. <i>Curvularia inaequalis</i> (Shear) Boedijn	66
Figura 09. <i>Fusarium oxysporum</i> E.F. Sm. & Swingle	67
Figura 10. <i>Glomerella cingulata</i> (Stoneman) Spauld. & H. Schrenk	68
Figura 11. <i>Guignardia</i> sp.	69
Figura 12. <i>Hypoxylon</i> sp.	70
Figura 13. <i>Lembosina</i> sp.	72
Figura 14. <i>Massarina</i> sp.	74
Figura 15. A, B, C. <i>Nigrospora oryzae</i> (Berk. & Broome) Petch. D, E. <i>Nigrospora sacchari</i> (Speg.) E.W. Mason.	77

Figura 16. <i>Passalora</i> sp.....	78
Figura 17. A, B. <i>Pestalotiopsis palmarum</i> (Cooke) Steyaert; C, D. <i>Pestalotiopsis palustris</i> Nag Raj	81
Figura 18. <i>Phomopsis archeri</i> B. Sutton	82
Figura 19. <i>Phyllosticta</i> sp.....	83
Figura 20. <i>Purpureocillium lilacinum</i> (Thom) Luangsa-ard, Houbraken, Hywel-Jones & Samson.....	85
Figura 21. <i>Pyrenochaeta cava</i> (Schulzer) Gruyter, Aveskamp & Verkley.	87
Figura 22. <i>Sphaeropsis</i> sp.....	88
Figura 23. <i>Trichoderma harzianum</i> Rifai	90

ARTIGO 2

Figura 01. Táxons exclusivos e comuns na Serra da Jiboia (Santa Terezinha), Morro da Redenção (Campo Formoso) e Orquilândia Tropical (Camaçari), Bahia.....	111
--	-----

Figura 02. Similaridade entre populações de fungos em bromélias a partir do índice de Sørensen, na Serra da Jiboia (Santa Terezinha), Bahia.....	113
---	-----

Figura 03. Similaridade entre populações de fungos em bromélias a partir do índice de Sørensen, no Morro da Redenção (Campo Formoso), Bahia.....	114
---	-----

Figura 04. Similaridade entre populações de fungos em bromélias a partir do índice de Sørensen, no Orquilândia Tropical (Camaçari), Bahia.....	115
---	-----

LISTA DE TABELAS

REFERENCIAL TEÓRICO

Tabela 01. Fungos associados á Bromeliaceae no Brasil.28

ARTIGO 1

Tabela 01. Novos registros de fungos para os hospedeiros nos locais estudados...49

ARTIGO 2

Tabela 01. Frequência de ocorrência de fungos associados à Bromeliaceae na Serra da Jiboia, Morro da Redenção e Orquilândia Tropical.....110

FUNGOS ASSOCIADOS À BROMELIACEAE NATIVAS E CULTIVÁVEIS NA BAHIA

Autora: Patrícia Martins Galvão Palha

Orientador: Dr. José Luiz Bezerra

Coorientadora: Dr^a. Thaís Emanuelle F. de Lima

Coorientador: Dr. Marcos Fábio O. Marques

RESUMO: No Brasil, estudos sobre fungos associados à família Bromeliaceae ainda são escassos tanto na Mata Atlântica, como em ecossistemas de Caatinga que apresentam comunidades de plantas bastante diversas. Este trabalho foi realizado com o objetivo de conhecer a diversidade de fungos associados a Bromeliaceae em três municípios da Bahia: Campo Formoso (Morro da Redenção), Camaçari (Orquilândia Tropical) e Santa Terezinha (Serra da Jiboia). Foram realizadas duas coletas em cada local, entre maio de 2015 e fevereiro de 2016. Para cada espécie vegetal foram selecionados 10 indivíduos, e amostradas três folhas de cada indivíduo, e selecionados os que continham sintomas ou sinais de fungos. Em laboratório efetuou-se o isolamento direto e indireto. Para isolamento indireto, fragmentos das folhas foram submetidos à desinfestação (álcool 70%, hipoclorito de sódio 1% e água destilada) e colocados em ágar de batata-dextrose (BDA). O isolamento direto foi realizado em fragmentos de folhas em câmaras úmidas (1 a 10 dias de incubação), transferindo propágulos de fungos desenvolvidos para BDA. As placas foram incubadas à temperatura ambiente ($27^{\circ}\text{C} \pm 2^{\circ}\text{C}$) até a formação de colônias, as quais foram transferidas individualmente para outras placas de BDA para obter culturas axênicas. Os fungos desenvolvidos em meios de cultura ou em câmaras úmidas foram examinados ao microscópio para identificação de gêneros e espécies consultando a literatura especializada. As lâminas permanentes de cada espécie fúngica foram feitas utilizando o meio de montagem PVLG (álcool polivinílico + lactofenol + glicerina). Para o estudo da diversidade fúngica foram calculados os seguintes índices ecológicos: riqueza, similaridade, e frequência das espécies fúngicas. Com ambos os métodos um total de 34 táxons fúngicos foram encontrados; 30 anamorfos e 4 teleomorfos, sendo 29 novos registros sobre Bromeliaceae. Pelo método indireto obteve-se uma riqueza total de 27 táxons e 19

gêneros. A similaridade foi baixa entre plantas do mesmo local. A frequência fúngica, foi baixa, com registro máximo de 12,5% para a espécie *Nigrospora oryzae* na Orquilândia Tropical.

Palavras-chave: Taxonomia, riqueza, frequência, micodiversidade.

FUNGI ASSOCIATED WITH BROMELIACEAE NATIVE AND CULTIVATED IN BAHIA

Autora: Patrícia Martins Galvão Palha

Orientador: Dr. José Luiz Bezerra

Coorientadora: Dr^a. Thaís Emanuelle F. de Lima

Coorientador: Dr. Marcos Fábio O. Marques

ABSTRACT: In Brazil, studies on fungi associated with Bromeliaceae are still scarce both in Atlantic rain Forest and in Caatinga ecosystems which present quite diverse plant communities. This work was done with the objective to reveal the diversity of fungi associated with Bromeliaceae in three municipalities of Bahia: Campo Formoso (Morro da Redenção), Camaçari (Tropical Orquilândia) and Santa Terezinha (Serra da Jiboia). Two collections were carried out at each site between May 2015 and February 2016. For each plant species, 10 individuals were selected, where three leaves of each individual were sampled, those with symptoms or signs of fungi were selected. In the laboratory, direct and indirect isolation were performed. For indirect isolation, fungal cultures were obtained after disinfestation of leaf fragments in 70% alcohol, 1% sodium hypochlorite and washing in distilled water.) and placed on potato-dextrose-agar (PDA). Direct isolation was accomplished by transferring to PDA plates spores of fungi developed on leaf fragments in moist chambers (1-10 days incubation period. The plates were incubated at room temperature (27 °C +/- 2 °C) until colonies formation. These were transferred individually to other PDA plates to obtain axenic cultures. The fungi developed on culture media or in the moist chambers were examined in the microscope for identification of genus and species by consulting the specialized literature. Permanent slides of each fungal species were made using the PVLG (polyvinyl alcohol + lactophenol + glycerin) mounting medium. For the study of fungal diversity, the following ecological indexes were calculated: richness, similarity, and frequency. With both methods a total of 34 fungal taxa were encountered; 30 anamorphs and 4 teleomorphs, 29 of which being new records on Bromeliaceae. The indirect method yielded a total richness of 27 taxa and 19 genera. Similarity was low among plants of the same site. Fungal frequency, was low with a maximum record of 12.5% for the species *Nigrospora oryzae* in the bromeliad garden Tropical Orquilândia.

Key words: Taxonomy, richness, frequency, micodiversity.

REFERENCIAL TEÓRICO

1 FUNGOS

1.1 Aspectos gerais

O Reino Fungi compreende organismos eucarióticos, heterotróficos, que se nutrem por absorção, e se reproduzem sexuadamente ou assexuadamente produzindo esporos. Suas estruturas somáticas, denominadas hifas, geralmente são filamentosas e ramificadas, constituídas por parede celular principalmente de quitina (ALEXOPOULOS, MIMS e BLACKWELL, 1996; DRECHSLER-SANTOS, 2015). Possuem enzimas versáteis, que permitem a estes realizarem papéis ecológicos como decomposição de matéria orgânica e liberação de minerais, bem como são utilizados na produção de antibióticos e imunorreguladores, podendo também causar doenças em plantas e animais (BILLS, 1995).

Os fungos podem viver como sapróbios, parasitas e simbioses (MAIA et al., 2005). As espécies sapróbias degradam matéria orgânica, liberando os nutrientes imobilizados na matéria orgânica e os disponibilizando para as plantas, promovendo assim a ciclagem de nutrientes (MICHEREFF, 2001). Os parasitas são nocivos aos seus hospedeiros e atacam plantas, animais e outros fungos. Eles podem ser parasitas obrigatórios (sempre são parasitas na natureza), e facultativos (não dependem unicamente do hospedeiro para sobreviver) (ALEXOPOULOS, MIMS e BLACKWELL, 1996). Outros vivem em simbiose, como os líquens, uma associação de fungo e alga ou cianobactéria, de ampla distribuição capazes de indicar a qualidade do ambiente e do ar atmosférico (MARTINS, KAFFER e LEMOS, 2008). Formando micorrizas, um grupo de fungos faz um tipo de associação com a maioria das plantas (MAIA et al., 2005) que é fundamental na manutenção de ecossistemas, principalmente os degradados por atividades humanas. Essa associação proporciona benefícios às plantas, pois os fungos expandem a superfície de absorção das plantas e em troca recebem carboidratos fotoassimilados (LIMA, SOARES e SOUZA, 2013).

Os fungos colonizam, sobrevivem e se reproduzem em inúmeros substratos, em ambientes brandos, assim como, suportam climas extremos, a exemplo do Ártico e a da Antártica, além de desertos (CANNON e SUTTON, 2004). São organismos muito diversificados e Hawksworth (2012) faz uma estimativa de 1,5 a 3,3 milhões de espécies, sendo que apenas 100.000 espécies

são conhecidas. Essa enorme diversidade revela o grande potencial a ser explorado, no entanto, as pesquisas não acompanham a velocidade com que muitos habitats são destruídos, implicando na perda de espécies ainda desconhecidas pela ciência.

Nas últimas décadas o Reino Fungi vem sendo reestruturado devido os estudos moleculares e estão atualmente distribuídos em dez filios: Blastocladiomycota, Chytridiomycota, Glomeromycota, Microsporidia, Neocallimastigomycota, Ascomycota, Basidiomycota, Entomophthoromycota, Cryptomycota e Entorrhizomycota (KIRK et al., 2001; SCHÜBLER, SCHWARZOTT e WALKER, 2001; VOSSBRINCK e VOSSBRINCK, 2005; JAMES et al., 2006; HIBBERT et al., 2007; GRIFFITH et al., 2010; JONES et al., 2011; PORTER et al., 2011; GRYGANSKYI et al., 2012; HUMBER, 2012; BAUER et al., 2015). A classificação proposta por Hibbet e colaboradores (2007) não considera a existência do filo Zygomycota, colocando os quatro subfilios seguintes em posição incerta: Mucoromycotina, Kickxellomycotina, Entomophthoromycotina e Zoopagomycomycotina. Humber (2012) elevou Entomophthoromycotina à categoria de filo Entomophthoromycota

Os fungos são denominados anamórficos ou teleomórficos segundo se apresentem no estágio assexual ou sexual, respectivamente. Quando ambos os estádios são encontrados simultaneamente temos o holomorfo. Esses estádios reprodutivos são geralmente encontrados separadamente na natureza. No filo Ascomycota, esses morfos sexuais podem acontecer em diversas épocas, substratos e locais (KIRK et al., 2001). Para facilitar a taxonomia dos fungos, convencionou-se que o nome do teleomorfo deveria prevalecer (KIRK et al., 2008), no entanto a recomendação é evitar que um fungo possua diversos nomes (*one fungus one name*), não havendo critérios claros na escolha do nome que deverá prevalecer.

1.2 Filo Ascomycota

O filo Ascomycota (Grego – *ascus*: saco; *mycetes*: funji) constitui-se de três sub-filos (Taphrinomycotina, Saccharomycotina e Pezizomycotina), 07 classes, 56 ordens, 226 famílias, 3.409 gêneros e mais de 64.000 espécies (HIBBETT et al., 2007; KIRK et al., 2001; 2008).

Pertencendo ao maior filo no reino dos fungos, os ascomicetos possuem morfologia e ecologia diversificada, além de formar associações simbióticas, parasíticas e sapróbias. São patógenos de animais, plantas e outros fungos (GASPAROTTO et al., 2010), e desempenham também funções importantes na ciclagem de nutrientes, degradando materiais orgânicos (BEIMFORDE et al., 2014).

Os membros deste filo são caracterizados por apresentarem micélio septado e paredes celulares de quitina e glucanas. A reprodução sexual, ocorre por fusão somática das hifas, células e esporos compatíveis formando o zigoto onde os núcleos se fundem tornando-se diploides, ocorrendo em seguida meiose originando os ascósporos.

Os ascósporos formam-se no interior de estruturas chamadas ascos, geralmente formadas dentro de ascomas, estruturas multicelulares que se apresentam em quatro formas: apotécio (ascoma em forma de taça sem parede superior); cleistotécio (ascoma totalmente fechado com ascos não organizados em um himênio); peritécio (geralmente ostiolados, com ascos organizados em um himênio); e pseudotécio (ascomas sem paredes próprias com ascos produzidos em uma ou mais cavidades). Em alguns fungos não há formação de ascoma, sendo os ascos produzidos diretamente nas hifas (ascos nus). (ALEXOPOULOS, MIMS e BLACKWELL, 1996; AGRIOS, 2005; DRECHSLER-SANTOS, 2015).

Os ascos são estruturas parecidas com sacos ou bolsas e podem ser unitunicados (com uma parede), bitunicados (com duas paredes) ou prototunicados (evanescentes). São caracterizados por formarem esporos sexuais dentro dessas células e responsáveis pela formação dos ascósporos que podem ser liberados ativos ou passivamente quando maduros (MOORE, ROBSON e TRINCI, 2011).

1.3 Fungos anamórficos

Muitas classificações foram criadas para os fungos anamórficos, tendo sido denominados: Deuteromycotina, Deuteromycetes, fungos imperfeitos, fungos assexuais, fungos mitospóricos, fungos conidiais e ascomicetos assexuais (KIRK et al., 2001; 2008).

Os fungos anamórficos são encontrados na natureza apresentando como estruturas básicas: conidióforos, células conidiogênicas e conídios que se formam

em grandes quantidades em esporóforos variados (acérvulos, esporodóquios, picnídios, sinêmios e conidióforos simples) que apresentam células conidiogênicas blásticas ou tálicas (KIRK et al., 2001; SEIFERT et al., 2011).

Os conidióforos, portanto, são estruturas reprodutivas portadoras de células conidiogênicas e conídios. Variam quanto à coloração, septação e podem ser simples, ramificados, agregados, semelhantes às hifas (micronematoso) ou distintos (macronematoso). As células conidiogênicas, especializadas em produzir conídios variam quanto à posição no conidióforo, proliferação e tipo (integradas ou salientes).

Os conídios são propágulos originados em células especializadas onde não ocorreu o processo de meiose (ALEXOPOULOS, MIMS e BLACKWELL, 1996; KIRK et al., 2001). Eles podem se formar envolvidos em mucilagem (úmidos) ou sem mucilagem (secos), com ou sem apêndices ou sétulas. Essas variações morfológicas podem ser adaptações à dispersão através de animais, vento ou água. Quanto à forma como são organizados eles podem ser isolados ou agrupados em cadeias simples ou ramificadas ou em cabeças conidiais úmidas ou secas, como foi mencionado antes. Suas formas, extremamente variadas, podem ser ovais, estreladas, lobuladas, espiraladas, elípticas, clavadas, filiformes etc, podendo apresentar-se incolores (hialinos) ou pigmentados (amarelados, oliváceos, esverdeados, claros ou escuros. Eles são unicelulares, bicelulares ou multicelulares e podem apresentar septos transversais ou longitudinais. A parede conidial pode ser lisa ou ornamentada com espinhos, verrugas, estrias (ALEXOPOULOS, MIMS e BLACKWELL, 1996; KIRK et al., 2001).

Os fungos anamórficos são colonizadores de inúmeros substratos provenientes de plantas, principalmente serapilheira (SILVA e COELHO, 2006). No Brasil são encontrados em vários tipos de vegetação: campo rupestre, mata atlântica, caatinga e floresta estacional semidecídua, etc. associados a diversas plantas (MARQUES, GUSMÃO e MAIA 2008; CRUZ e GUSMÃO, 2009; MONTEIRO, GUTIÉRREZ e SOTÃO, 2010; ALMEIDA, ISABEL e GUSMÃO, 2011; MAGALHÃES et al., 2011; ALMEIDA et al., 2013; MARQUES, SANTOS e GUSMÃO, 2015; COSTA e GUSMÃO, 2016; CONCEIÇÃO et al., 2016). A maior parte deles pertence ao filo Ascomycota e uma pequena parte ao filo Basidiomycota (ROSSMAN e PALM-HERNÁNDEZ, 2008).

2 FAMÍLIA BROMELIACEAE

2.1 Aspectos gerais

As bromélias são classificadas em epífitas, terrestres ou rupícolas (PANIZON, OLIVEIRA e BOSA, 2014) e alguns de seus representantes apresentam tanques formados pelo imbricamento das folhas onde acumulam água e matéria orgânica, compondo assim um micro-habitat rico e que suporta grande diversidade de organismos que o utilizam como alimento, acasalamento e abrigo (SCHUTZ, ARAÚJO e SÁ, 2012; CRACKEN e FORSTENER, 2014). São plantas muito diversificadas e apresentam 58 gêneros (GIVNISH et al., 2011), dos quais se destacam: *Aechmea*, *Ananas*, *Neoregelia*, *Hohenbergia*, *Alcantarea*, *Vriesea*, *Tillandsia*, *Cryptanthus*, *Billbergia*, *Dyckia*, *Quesnelia* e *Guzmania*, por serem os mais usados para projetos paisagísticos e decorações de interiores (ENGLERT, 2000).

2.2 Taxonomia

A família Bromeliaceae pertence à ordem Poales, composta por 3.352 espécies (LUTHER, 2012). Três subfamílias tradicionalmente são aceitas Bromelioideae, Tillandsioideae e Pitcairnioideae (SMITH e DOWNS, 1977; 1979). Sendo, as duas primeiras monofiléticas (GIVNISH et al., 2011). Baseando-se em hipóteses filogenéticas e moleculares uma nova divisão foi proposta por Givnish et al. (2007; 2011) onde os diferentes clados de Pitcairnioideae são vistos como novas subfamílias, com isso a família Bromeliaceae passa a ser dividida em oito subfamílias: Brocchinioideae, Bromelioideae, Hechtioideae, Lindmanioideae, Navioideae, Pitcairnioideae, Puyoideae e Tillandsioideae.

A subfamília Bromelioideae possui 32 gêneros e mais de 934 espécies, sendo considerada a mais diversa. As espécies que compõem o grupo são em maioria epífitas e apresenta roseta central formando tanque de água, as folhas são geralmente espinhosas e os frutos tipo baga. É uma subfamília importante economicamente, pois inclui o gênero *Aechmea* com espécies ornamentais e o gênero *Ananas* com alto impacto econômico pelo consumo *in natura* e industrial, valor ornamental e produção de fibras (SASS e SPECHT, 2010).

Tillandsioideae possui nove gêneros e cerca de 1.337 e com maioria das plantas epífitas. Os representantes desse grupo são caracterizados por ausência

de espinhos nas folhas, fruto com uma cápsula seca com sementes plumosas, que se dispersam geralmente pelo vento, e compreendem espécies que possuem adaptações para sobreviver em ambientes xéricos (BARFUSS et al., 2005; LUTHER, 2012).

A subfamília Pitcairnioideae segundo a antiga classificação, era composta por 17 gêneros e mais de 1.077 espécies, e com a nova classificação passou a ser composta por apenas seis gêneros e 623 espécies. As outras espécies foram distribuídas nas demais subfamílias: Brocchinioideae com um gênero e 20 espécies; Hechtioideae um gênero e 62 espécies; Lindmanioideae dois gêneros e 45 espécies, Navioideae cinco gêneros e 107 espécies e Puyoideae com um gênero e 218 espécies (LUTHER, 2012).

2.3 Distribuição geográfica

No Brasil, a família Bromeliaceae é uma das principais integrantes da flora, sendo encontrada em quase todos os ecossistemas, inclusive na Caatinga e Mata Atlântica, sendo esta última contemplada com o maior número de espécies (PAULA e SILVA, 2001; MARTINELLI et al., 2008).

Dentre essas, destacam-se as espécies de *Aechmea*, *Tillandsia* e *Vriesea*, bastante diversas ao longo de toda área de Mata Atlântica, e apresentam uma ampla distribuição. *Aechmea* está inserida principalmente em Pernambuco e

Alagoas e entre os estados da Bahia e o Rio de Janeiro. *Vriesea* possui maior diversidade entre a Bahia e Santa Catarina, incluindo Minas Gerais, com destaque ao Rio de Janeiro. *Tillandsia* possui ocorrências confirmadas no Amazonas, Amapá, Pará, Roraima, Alagoas, Bahia, Ceará, Paraíba, Pernambuco, Piauí, Rio Grande do Norte, Sergipe, Goiás, Mato Grosso do Sul, Espírito Santo, Minas Gerais, Rio de Janeiro, São Paulo, Paraná, Rio Grande do Sul e Santa Catarina. Outros gêneros como *Hohenbergia* estão distribuídos na Bahia, Paraíba, Pernambuco, Sergipe, Minas Gerais e no Rio Grande do Norte. *Neoregelia* distribui-se no Espírito Santo e Rio de Janeiro (MARTINELLI et al., 2008).

A espécie *Alcantarea nahoumii* (LEME) R. J. Grant, pertencente à subfamília Tillandsioideae, é nativa da Serra da Jibóia, encontrada apenas na Bahia (PEREIRA et al., 2008; FORZZA et al., 2015).

Aechmea aquilega, *Aechmea* sp. *Alcantarea nahoumii*, *Aechmea victoriana*, *Hohenbergia catingae*, *Neoregelia compacta*, *Vriesea bahiana* e *Tillandsia gardneri*, são utilizadas em projetos de ornamentação, sendo endêmicas do Brasil, com exceção de *Tillandsia gardneri* que apresenta ampla distribuição (FORZZA et al., 2015). Estes gêneros e espécies foram objeto da atual investigação (Figura 1) e apresentam as seguintes características na Serra da Jiboia: *Alcantarea nahoumii* possui hábito rupícola encontrada aglomeradas em rochas, em ambiente ensolarado. Esta espécie cresce naturalmente em solos rasos ou rochosos, possui folhas numerosas e suberetas formando rosetas. A bainha é larga, com 10 centímetros de largura, de cor pálida, com tricomas em ambas as faces. O limbo foliar possui 35 centímetros de comprimento e 7 de largura (PEREIRA et al., 2008; VERSIEUX e WANDERLEY, 2010). *Vriesea bahiana* foi encontrada ocorrendo sob rochas, no mesmo local de *Alcantarea nahoumii* nas mesmas condições. Esta espécie é caracterizada por serem plantas rupícolas, folhas coriáceas, sem espinhos, glabras, suberetas formando roseta larga, densa, bainhas elípticas com 20 x 11 – 12 cm. O espécime do gênero *Aechmea* estudado apresenta-se na mata em local de sombra sobre árvores. O gênero *Aechmea* é o maior e mais complexo, dentro das bromélias e compreende plantas epífitas e rupícolas com folhas rosuladas, formando roseta aberta, bainha em geral alargada, lâminas com margens serrilhadas.

Na investigação das bromélias selecionadas no Morro da Redenção, *Aechmea aquilega* foi encontrada em caatinga arbustiva. Estas plantas são rupícolas com 90 cm de altura, folhas verdes, revestidas em ambas as faces de escamas, margens serradas, com espinhos de 3 mm de comprimento, bainha alargada com comprimento de 20 – 21 x 8 – 9 cm de largura (SOUSA e WANDERLEY, 2000). *Tillandsia gardneri* encontrada em uma área de sombra em árvores, são plantas epífitas de 12 a 20 cm de altura, caule discreto, raízes rígidas, com folhas polísticas, eretas a suberetas, 10 – 23 cm, escamas ultrapassando a margem foliar, lâmina 12 – 16,5 x 1,4 – 1,6 cm, triangular, bainha um pouco alargada com 4 mm de comprimento (PONTES e AGRA, 2006). Por sua vez, *Hohenbergia catingae* registrada próxima à trilha, é rupícola com 120 cm de altura, tronco bem desenvolvido, folhas escamosas de 55 – 65 cm de comprimento, em forma roseta formando tanque, nunca variegadas. As bainhas são de 22 – 24 x 9 – 11 cm, oblongos, coriáceos, castanho claro, lâminas 30 – 50

x 2,2 – 5 cm, margem espinhosa. Os espinhos medem de 3 – 4 mm de comprimento, castanhos escuros (SILVA, FÉLIX e MELO, 2015).

No orquidário *Aechmea victoriana* cresce como epífita, tem 12 a 14 cm de altura e folhas verdes claro dispostas em roseta (SMITH, 2016). *Neoregelia compacta* também é epífita, 15 a 25 cm de altura, folhas rígidas, pigmento ao longo delas, formando rosetas, com as internas avermelhadas no período fértil (CNCFLORA, 2012). *Alcantarea nahoumii* encontrava-se crescendo no chão e foi a única espécie investigada com ocorrência em outra área (Serra da Jiboia).



Figura 1. A. *Aechmea aquilega*, B. *Hohenbergia catingae*, C. *Tillandsia gardneri*, D. *Alcantarea nahoumii*, E. *Vriesea bahiana*, F. *Aechmea* sp., G. *Alcantarea nahoumii*, H. *Neoregelia compacta*, I. *Aechmea victoriana*. Barras = 20µm (A); 10µm (B); 5µm (C); 30 µm (D); 25 µm (E); 20µm (F); 15 µm (H, I).

2.4 Importância econômica

As bromélias ocorrem por todo Brasil, sendo os principais usos como alimento, ornamentais e medicinais. O cultivo de bromélias tem sido incrementado pelos produtores de flores tropicais ao lado de plantas tradicionais como crisântemos, rosas, gérberas, gerânios (LANDGRAF e PAIVA, 2009). A floricultura é uma atividade que envolve a produção e o comércio de flores cultivadas com intuito ornamental (JUNQUEIRA e PEETZ, 2011), que vem se expandindo no Brasil, sendo uma opção econômica também para o pequeno produtor, possibilitando produção e renda o ano inteiro (SANCHES, FERREIRA e BOSQUE, 2007). As bromélias, por sua vez, destacam-se economicamente em projetos paisagísticos com diversos fins decorativos e vem obtendo sucesso entre plantas ornamentais pela beleza, colorido intenso, durabilidade e rusticidade (NEGRELLE e MURARO, 2006; VIANA, 2007; SOUZA et al., 2015).

Desempenham também papel ecológico de fundamental importância, como indicadoras ambientais, sendo as primeiras a serem afetadas pela degradação e as últimas a se instalarem em áreas recuperadas (MOREIRA, 2008).

A variedade de formas e flores atrai polinizadores como abelhas, borboletas, beija-flores, morcegos e outros animais vertebrados e invertebrados (VARASSIN e SAZIMA, 2012). As bromélias tem sido alvo de coleta predatória no seu hábitat natural, o que preocupa o futuro das espécies, pois muitas se encontram ameaçadas de extinção. A degradação das florestas e o extrativismo impõem a criação de unidades de conservação com o intuito de preservar as espécies e assegurar a realização de estudos taxonômicos, ecológicos e biológicos das bromeliáceas brasileiras (VERSIEUX et al., 2008).

A Sociedade Brasileira de Bromélias (SSB) relata a importância dessas plantas no continente americano, onde está representada a maioria das espécies. Apenas uma espécie, *Pitcairnia feliciana*, habita a costa ocidental da África (SANCHES, FERREIRA e BOSQUE, 2007).

Segundo Moreira, Warderley e Barros (2006), a importância econômica da família Bromeliaceae está relacionada ao seu uso em decorações, na medicina e no uso da enzima bromelina, extraída de algumas espécies do gênero *Bromelia*. A espécie *Ananas comosus* (L.) Merrill (abacaxi), produz um dos frutos mais consumidos *in natura* ou em bebidas, doces e sobremesas.

Algumas espécies de bromélias possuem compostos ativos usados como depurativos do sangue e para combater afecções do aparelho digestivo, urinário, respiratório, principalmente *Ananas comosus*, *A. sativus* Schult & Schult e *A. muricata* Schult (RODRIGUES e CARVALHO, 2007). O decocto das raízes de macambira (*Bromelia laciniosa* Mart.) é usado popularmente contra hepatite, enquanto os frutos de *Bromelia plumieri* (E.Morren) L.B.Sm. Rank, conhecida no Brasil como Caroá, são consumidos como vermífugos (AGRA, FREITAS e BARBOSA-FILHO, 2007).

Bromelia karatas L., conhecida como Croatá ou Coroatá, é utilizada no Piauí, na forma de chá, contra coqueluche e gripe (FRANCO e BARROS, 2006). *Tillandsia recurvata* é utilizada contra reumatismo, úlcera e hemorroida (AGRA, FREITAS e BARBOSA-FILHO, 2007). A parte aérea de *Tillandsia aeranthos* (Loisel.) L. B. SM. é utilizada como antiespasmódico e no tratamento de infecções oculares no Uruguai. Estudos revelam que os extratos brutos dessa espécie também possuem atividade antimicrobiana (ALONSO PAZ et al., 1995).

A família Bromeliaceae tem uma história relacionada aos povos nativos, sendo utilizada de várias maneiras como fonte de fibras, alimentos e forragens, além de suas propriedades medicinais, ornamentais e místicas (BENZING, 2000; BELOTTO et al., 2014).

2 FUNGOS EM BROMELIACEAE

As doenças causadas por fungos em Bromeliaceae são pouco estudadas, com excessão do abacaxi (*A.comosus*), que é afetado por várias doenças, sendo a mais grave a podridão negra, causada pelo fungo *Thielaviopsis paradoxa* (De Seynes) Höhn. (= *Ceratocystis paradoxa*) que ocorre no período de colheita e durante o processamento em indústrias, estando presente em todas as regiões produtoras do Brasil. A infecção acontece via corte do pedúnculo durante a colheita e por fermentos na casca do fruto resultantes do manuseio inadequado (FERRARI, 2009; BRITO et al., 2011)

O cultivo do abacaxizeiro também é limitado pela gomose, causada pelo fungo *Fusarium subglutinans* (Wollenw. & Reinking) P.E. Nelson, Toussoun & Marasas. A infecção ocorre em todos os estágios da cultura (GOMES et al., 2009). Outros fungos foram registrados nesta espécie: *Aspergillus* sp. (pós-

colheita), *Calothyriella ananassae* Viégas, *Cercospora* sp. (Cercosporiose), *Fusarium moniliforme* var. *anthophilum* (A. Braun) Wollenw, (mancha negra do fruto), *Lasiodiplodia theobromae* (Pat.) Griffon & Maubl. (pós-colheita), *Penicillium funiculosum* Thom (pós-colheita, mancha negra do fruto e podridão parda), *Penicillium* sp. (podridão negra), *Pseudocochliobolus eragrostidis* Tsuda & Ueyama, *Rhizopus stolonifer* (Ehrenb.) Vuill. e *Sphaceloma perseae* Jenkins (pós-colheita). Os seguintes oomicetos também são causadores de doenças no abacaxi, limitando a produção, qualidade dos frutos e o valor comercial: *Phytophthora cinnamomi* Rands e *P. nicotianae* Breda de Haus (podridão da raiz), (podridão da raiz e do topo) (MENDES e URBEN, 2009).

Costa et al., (2012) em um *checklist* mostram fungos endofíticos em regiões tropicais em diversos hospedeiros, incluindo os da família Bromeliaceae, a saber: *Acremonium pteridii* W. Gams & J.C. Frankland, *Chaetosphaeria endophytica* Petrini & Dreyfuss, *Nodulisporium* anamorfo de *Hypoxylon fragiforme* (Pers.) J. Kickx f., *Nodulisporium* anamorfo de *Hypoxylon fuscum* (Pers.) Fr., *Glomerella cingulata* (Stoneman) Spauld. & H. Schrenk, *Chloridium phaeosporum* W. Gams & Hol.-Jech. e *Colletotrichum gloeosporioides* (Penz.) Penz. & Sacc.

Outras espécies como *Lembosia bromeliacearum* Rehm e *L. bromeliacearum* var. *stellulata* Rehm (Rehm) são relatadas apenas na família Bromeliaceae, em *Aechmea* sp. *Guzmania roezlii*, *Tillandsia* sp., *Vriesea* sp., *V. carinata* e *V. glutinosa* (PEREIRA, CASTRO e BARRETO, 2006).

A diversidade de fungos e plantas no Brasil é muito grande e em Bromeliaceae, Mendes e Urben (2009) relatam a ocorrência de 56 fungos (Tabela 01), incluindo 30 espécies patogênicas e 26 não patogênicas. No entanto, os dados apontam que para a família Bromeliaceae ainda poucos estudos foram realizados quanto à diversidade de fungos (LOGES et al., 2005).

Tabela 01. Fungos associados à Bromelialceae no Brasil (Mendes e Urben, 2009).

SUBFAMÍLIA	PLANTA HOSPEDEIRA	FUNGOS	DOENÇA
Bromelioideae	<i>Ananas comosus</i> (L.) Merrill	<i>Aspergillus sp</i>	Podridão pós colheita
		<i>Thielaviopsis paradoxa</i> (De Seynes) Höhn. (= <i>Ceratocystis paradoxa</i>)	Podridão negra Podridão negra do fruto, Podridão da base do fruto
		<i>Calothyriella ananassae</i> Viégas	-----
		<i>Cercospora sp.</i>	Cercosporiose
		<i>Fusarium</i>	-----
		<i>Guttiforme</i> Nirenberg & O'Donnell	
		<i>Fusarium moniliforme</i> J. Sheld.	-----
		<i>Fusarium moniliforme</i> var. <i>anthophilum</i> (A. Braun) Wollenw.	Mancha negra do fruto
		<i>Fusarium moniliforme</i> var <i>subglutinans</i>	Gomose
		<i>Fusarium</i> <i>subglutinans</i> (Wollenw. & Reinking) P.E. Nelson, Toussoun & Mara	Gomose
		<i>Fusarium sacchari</i> (E.J. Butler & Hafiz Khan) W. Gams	-----

Tabela 01. Continuação.

SUBFAMÍLIA	PLANTA HOSPEDEIRA	FUNGO	DOENÇA
Bromelioideae	<i>Ananas comosus</i> (L.) Merril	<i>Fusarium sp.</i>	-----
		<i>Gibberella fuji</i> Kuroi var <i>subglutinans</i>	Gomose
		<i>Lasiodiplodia</i> <i>Theobromae</i>	Podridão de pós colheita
		<i>Penicillium funiculosum</i> Thom	Mancha negra Podridão parda
		<i>Penicillium sp.</i>	Podridão parda
		<i>Phytophthora cinnamomi</i> Rands	Podridão da raiz
		<i>Phytophthora nicotianae</i> var. <i>parasitica</i> (Dastur) G.M. Waterh.	Podridão do topo e raiz
		<i>Phytophthora parasitica</i> Dastur	Podridão do topo e raiz
		<i>Pseudocochliobolus</i> <i>eragrostidis</i> Tsuda & Ueyama	Podridão pós colheita
		<i>Rhizopus stolonifer</i> (Ehrenb.) Vuill	Podridão pós colheita
		<i>Sphaceloma perseae</i> Jenkins	Antracnose maculata

Tabela 01. Continuação.

SUBFAMÍLIA	PLANTA HOSPEDEIRA	FUNGOS	DOENÇA
Bromelioideae	<i>Ananas lucidus</i> Mill	<i>Pestalotiopsis neglecta</i> (Thum) Steyart	-----
	<i>Ananas</i> sp.	<i>Anthostomella</i> <i>ananassicola</i> Bat. & H. Maia <i>Colletotrichum</i> <i>gloeosporioides</i> (Penz.) Penz. & Sacc.	-----
		<i>Fusarium arthrosporioides</i> Sherb.	Fusariose
		<i>Fusarium oxysporum</i> Schlechtend ex Fries	Fusariose
		<i>Fusarium solani</i> (Mart.) Sacc	Fusariose
		<i>Fusarium subglutinans</i> f.sp. <i>anas</i> Ventura, Zambolim & Gilb.	Fusariose
		<i>Gliocladium roseum</i> Bainier	-----
		<i>Septoria ananassicola</i> Bat.	-----
		<i>Thanatephorus cucumeris</i> (A.B. Frank) Donk	-----

Tabela 01. Continuação.

SUBFAMÍLIA	PLANTA HOSPEDEIRA	FUNGOS	DOENÇA
Bromelioideae	<i>Ananas</i> sp.	<i>Thielaviopsis</i> <i>Paradoxa</i> (De Seynes) Höhn.	-----
	<i>Ananas bracteatus</i> Schult f.	<i>Lembosia bromeliacearum</i> Rehm	-----
	<i>Aechmea pectinata</i> Baker	<i>Parmularia uleana</i> Henn <i>Parmulina uleana</i> (Henn) Theiss & Syd	----- -----
	<i>Aechmea</i> sp	<i>Pestalotia</i> sp.	Lesão foliar
	<i>Bromelia laciniosa</i> Mart ex Schult.	<i>Phomopsis</i> sp <i>Pseudocochliobolus</i> <i>eragrostidis</i> Tsuda & Ueyama	Lesão foliar Mancha ocular
	<i>Bromelia</i> sp.	<i>Acladium ellipticum</i> Bat. <i>Hysterostomina</i> <i>bromeliae</i> Bat. & A.F. Vital <i>Pestalotiopsis</i> sp. <i>Phaeoxyphiella walteri</i> Bat., Nascim. & Cif. <i>Phragmoxyphium</i> <i>bromeliae</i> Bat., Nascim. & Cif.	----- ----- ----- ----- -----

Tabela 01. Continuação.

SUBFAMÍLIA	PLANTA HOSPEDEIRA	FUNGOS	DOENÇA	
Tillandsioideae	<i>Tillandsia</i> sp.	<i>Aulographum maculare</i>	-----	
		var. <i>stellulata</i> Rehm		
		<i>Hypoderma tillandsiae</i>	-----	
		P.R. Johnst.		
		<i>Lophodermium vrieseae</i>	-----	
	<i>Tillandsia</i>	Rehm		
		<i>Phoma</i> sp.	-----	
	<i>Usneoides</i> L.			
	<i>Vriesea</i> sp.		<i>Colletotrichum</i> sp.	Mancha Foliar
			<i>Lophodermium vrieseae</i> Rehm	Mancha Foliar
			<i>Micropeltis vrieseae</i> Rehm	Mancha Foliar
			<i>Pestalotia</i> sp.	Mancha Foliar
			<i>Phomopsis</i> sp.	Mancha Foliar
		<i>Vriesea carinata</i> Wawra	<i>Lembosia bromeliacearum</i>	-----
			Rehm	
<i>L. bromeliacearum</i>			-----	
var. <i>stellulata</i> (Rehm) Rehm				
<i>Echidnodes bromeliacearum</i>			-----	
<i>Vriesea Glutinosa</i> Lindl	(Rehm) Theiss. & Syd.			
<i>Vriesea hieroglyphica</i> E. Morren	<i>Colletotrichum</i> sp.	Antracnose		

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- AGRA, M. F.; FREITAS, P.F.; BARBOSA-FILHO, J. M. Synopsis of the plants known as medicinal and poisonous in Northeast of Brazil. **Revista Brasileira de Farmacognosia**, v.17, p. 114 – 140, 2007.
- AGRIOS, G. N. Plant pathology. **Elsevier Academic Press**, Fifth Edition, Department of Plant Pathology University of Flórida, 2005.
- ALEXOPOULOS, C. J.; MIMS, C.W.; BLACKWELL, M. **Introductory mycology**, 4.ed. New York: John Wily, Sons, 869 p., 1996.
- ALMEIDA, D. A. C.; ISABEL, T. S. S.; GUSMÃO, L. F. P. Fungos conidiais do bioma Caatinga I. Novos registros para o continente americano, Neotrópico, América do Sul e Brasil. **Rodriguésia**, v. 62, n. 1, p. 43 - 53, 2011.
- ALMEIDA, D. A. C.; CRUZ, A.C.R.; MARQUES, M. F. O.; GUSMÃO, L.F.P. Conidial fungi from semiarid Caatinga biome of Brazil. New and interesting *Zancluspora* species. **Mycosphere Online - Journal of Fungal Biology**, v. 4, p.684 - 692, 2013.
- ALONSO-PAZ, E.; CERDEIRAS, M. P.; FERNANDEZ, J.; FERREIRA, F.; MOYNA, P.; VAZQUEZ, A.; VERO, S.; ZUNINO, L. Screening of Uruguayan medicinal plants for antimicrobial activity. **Journal of Ethnopharmacology**, v. 45, p. 67-70, 1995.
- BAUER, R.; GARNICA, S.; OBERWINKLER, F.; RIESS, K.; WEIB, M.; BEGEROW, D. Entorrhizomycota: a new fungal phylum reveals new perspectives on the Evolution of fungi. **Plos one**, v. 10, n. 7, p. 128 - 183, 2015.
- BARFUSS, M. H. J.; SAMUEL, R.; TILL, W.; STUESSY, T. F. Phylogenetic relationships in subfamily Tillandsioideae (Bromeliaceae) based on DNA sequence data from seven plastid regions. **American Journal of Botany**, v. 92, n. 2, p. 337-351, 2005.
- BEIMFORDE, C.; FELDBERG, K.; NYLINDER, S.; JOUKO RIKKINEN, J.; TUOVILA, H.; DÖRFELT, H.; GUBE, M.; JACKSON, D. J.; REITNER, J.; SEYFULLAH, L. J. SCHMIDT, A. R. Estimating the Phanerozoic history of the Ascomycota lineages: Combining fossil and molecular data. **Molecular Phylogenetics and Evolution**, v.78, p. 386-398, 2014.
- BELOTTO, E.M.; SOUZA-LEAL, T.; PARALUPPI, A.L.; FURTADO, A. L. F. F.; GASPI, F.O.G.; PEDROSO DE-MORARES, C. Caracterização anatômica, histoquímica e de classes de metabólitos secundários de folhas de *Guzmania lingulata* (L.) Mez. **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, v.16, n.1, p.127-134, 2014.
- BENZING, D.H. **Bromeliaceae: Profile of an adaptive radiation**. New York: Cambridge University Press, 690p. 2000.

BILLS, G.F. Analyses of microfungal diversity from a user's perspective. **Canadian Journal of Botany**, v.73, Suppl. 1, p. S33 - S41, 1995.

BRITO, N. M.; NEVES, C. M. L.; RIBEIRO, V.V.; NASCIMENTO, L. C.; ARAÚJO, E. Alternativas de controle de *Chalara paradoxa* na pós-colheita de abacaxi. **Revista Caatinga**, v. 24, n. 2, p. 52 - 58, 2011.

CANNON, P. F.; SUTTON, B. C. Microfungi on wood and plant debris. In: **Biodiversity of fungi: inventory and monitoring methods** (Eds.): MUELLER, G. M.; BILLS, G.F. & FOSTER, M.S. Amsterdam: Elsevier Academic Press, p. 218 - 239, 2004.

CNCFLORA. *Neoregelia compacta* in Lista Vermelha da flora brasileira versão 2012.2 Centro Nacional de Conservação da Flora. Disponível em <[http://cncflora.jbrj.gov.br/portal/pt-br/profile/Neoregelia compacta](http://cncflora.jbrj.gov.br/portal/pt-br/profile/Neoregelia%20compacta)>. Acesso em 19 novembro 2016.

CONCEIÇÃO, L. B.; MARQUES, M.F.O.; GUSMÃO, L. F. P.; MONTEIRO, J. S.; CASTAÑEDA-RUIZ, R. F. *Linkosia aquatica* sp. nov. from submerged plant debris from Brazil. **Mycotaxon**, v.131, p. 297 – 304, 2016.

COSTA, I. P. M. W.; ASSUNÇÃO, M.M.C.; LIMA, T. E. F.; OLIVEIRA, R. J. V.; CAVALCANTI, M.A.Q. Checklist of endophytic fungi from tropical regions. **Mycotaxon**, v. 119, p. 494, 2012.

COSTA, L. A.; GUSMÃO, L. F. P. Communities of saprobic fungi on leaf litter of *Vismia guianensis* in remnants of the Brazilian Atlantic Forest. **Journal of Forestry Research**, p. 1 - 10, 2016.

CRACKEN, S. F.; FORSTNER, M. R. J. Herpetofaunal community of a high canopy tank bromeliad (*Aechmea zebrine*) in the Yasuní Biosphere reserve of Amazonias Ecuador, with comments on the use of “arboreal” in the herpetological literature. **Amphibian & Reptile Conservation**, v. 8, n. 1, p 65 - 75,2014.

CRUZ, A.C.R.; GUSMÃO, L.F.P. Fungos conidiais na Caatinga: espécies associadas ao folheto. **Acta Botanica Brasilica** v.23, p. 999 - 1012, 2009.

DRECHSLER – SANTOS, E. R. **Material Complementar ao livro Sistemática Vegetal I: Fungos**. 44 p. Florianópolis, 2015.

ENGLERT, S. I. **Orquídeas e Bromélias: manual prático de cultivo**. Guaíba: Agropecuária, 96 p, 2000.

FERRARI, J.T. Podridão negra do abacaxi. **Biológico**, São Paulo, v. 71, n. 1 p. 49-51, Jan/Jun., 2009.

FORZZA, R. C.; COSTA, A.; SIQUEIRA FILHO, J. A.; MARTINELLI, G.; MONTEIRO, R. F.; SANTOS- SILVA, F. SARAIVA, D. P. PAIXÃO-SOUZA, B.; LOUZADA, R.B; VERSIEUX, L. Bromeliaceae in Lista de Espécies da Flora do Brasil. Jardim Botânico do Rio de Janeiro,

2015. Disponível em: <<http://floradobrasil.jbrj.gov.br/jabot/floradobrasil/FB5762>>
Acesso em: 22 de Julho de 2016.

FRANCO, E.A.P.; BARROS, R.F.M. Uso e Diversidade de Plantas Medicinais no Quilombo Olho D'água dos Pires, Esperantina, Piauí. **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, v. 8, p. 78 - 88, 2006.

GASPAROTTO, L.; PEREIRA, J.C.R.; HANADA, R. E.; ARAÚJO, J. C. A.; ÂNGELO, P. C. S. **Glossário de Fitopatologia**. Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária - Embrapa Amazônia Ocidental. 431 p. Brasília, 2010.

GIVNISH, T. J.; MILLAM, K. C.; BERRY, P. E.; SYTSMA, K. J. Phylogeny, adaptive radiation, and Historical Biogeography of bromeliaceae inferred from ndhF sequence data. **Rancho Santa Ana Botanic Garden**, v. 23, p. 3 - 26, 2007.

GIVNISH, T. J.; BARFUSS, M. H. J.; VAN EE, B.; RIINA, R.; SCHULTE, K.; HORRES, R.; GONSISKA, P.A.; JABAILY, R. S.; CRAYN, D. M.; SMITH, J. A. C.; WINTER, K.; BROWN, G. K.; EVANS, T. M.; HOLST, B. K.; LUTHER, H.; TILL, W.; ZIZKA, G.; BERRY, P. E.; SYTSMA, K. J. Phylogeny, adaptive radiation and historical biogeography in Bromeliaceae: Insights from an eight-locus plastid phylogeny. **American Journal of Botany**, St. Louis, v.98, p.872-895. 2011.

GOMES, E. C. S.; PINTO, K.M.P.; SOUZA, A. E. F.; SOUZA, E. P.; LEITE, R. P.; NASCIMENTO, L. C.; MENDONÇA, R. M. N.; Incidência de Fusariose em frutos do abacaxi Gold. **Engenharia Ambiental**, Espírito Santo do Pinhal, v. 6, n. 3, p. 755 - 759, 2009.

GRIFFITH, G. W.; BAKER, S.; FLIEGERONA, K.; LIGGENSTOFFER, A.; GEZEN, M. V.; VOIGT, K.; BEAKES, G. Anaerobic fungi: Neocallimastigomycota. **Ima Fungus**, v.1, n. 2, p. 181-185, 2010.

GRYGANSKYI, A. P.; HUMBER, R. A.; SMITH, M. E.; MIADLIKOVSKA, J.; WU, S.; VOIGT, K.; WATHER, G.; ANISHCHENKO, I. M.; VILGALYS, R. Molecular phylogeny of the Entomophthoromycota. **Molecular phylogenetic and Evolution**, v.65, p.688 - 694, 2012.

HAWKSWORTH, D. L. Global species numbers of fungi: are tropical studies and molecular approaches contributing to a more robust estimate? **Biodiversity and Conservation**, v. 21, n. 9, p. 2425-2433, 2012.

HIBBETT, D.S.; BINDER, M.; BISCHOFF, J.F.; BLACKWELL, M.; CANNON, P.F.; ERIKSSON, O.E.; HUHNENDORF, S.; JAMES, T.; KIRK, P.M.; CKING, R. LU.; LUMBSCH, H.T.; LUTZONI, F.; MATHENY, P.B.; MCLAUGHLIN, D.J.; POWELL, M.J.; REDHEAD, S.; SCHOCH, C.L.; SPATAFORA, J.W.; STALPERS, J.A.; VILGALYS, R.; AIME, M.C.; APTROOT, A.; BAUER, R.; BEGEROW, D.; BENNY, G.L.; CASTLEBURY, L.A.; CROUS, P.W.; DAI, Y.C.; GAMS, W.; GEISER, D.M.; GRIFFITH, G.W.; GUEIDAN, C.; HAWKSWORTH, D.L.; HESTMARK, G.; HOSAKA, K.; HUMBER, R.A.; HYDE, K.D.; IRONSIDE, J.E.; KÖLJALG, U.; KURTZMAN, C.P.; LARSSON, K.H.; LICHTWARDT, R.; LONGCORE, J.; MIADLIKOVSKA, J.; MILLER, A.; MONCALVO, J.M.; MOZLEY198 STANDRIDGE, S.; OBERWINKLER, F.; PARMASTO, E.; REEB, V.; ROGERS,

J.D.; ROUX, C.; RYVARDEN, L.; SAMPAIO, J.P.; SHÜBLER, A.; SUGIYAMA, J.; THORN, R.G.; TIBELL, L.; UNTEREINER, W.A.; WALKER, C.; WANG, Z.; WEIR, A.; WEISS, M.; WHITE, M.M.; WINKA, K.; YAO, Y.J; ZHANG, N. A higher-level phylogenetic classification of the Fungi. **Mycological Research III**, p. 509-547, 2007.

HUMBER R.A. Entomophthoromycota: a new phylum and reclassification for entomophthoroid fungi. *Mycotaxon* 120: 477–492, 2012.

JAMES, T. Y.; LETCHER, P. M.; LONGCORE, J.; DAVID PORTER, S. E. M.; POWELL, M. J.; GRIFFITH, G. W.; VILGALYS, R.; A Molecular phylogeny of the flagellated fungi (Chytridiomycota) and description of a new phylum (Blastocladiomycota). **Mycologia**, 98, n. 6, p. 860 - 871, 2006.

JONES, M. D.; RICHARDS, T. A.; HAWKSWORTH, D. L.; BASS, D. Validation and justification of the phylum name Cryptomycota phyl. nov. **IMA fungus**, v. 2, n.2, p.173-175, 2011.

JUNQUEIRA, A. H.; PEETZ, M. S.; Panorama Socioeconômico da floricultura no Brasil. **Revista Brasileira de Horticultura Ornamental**, v. 17, n.2, p. 101- 108, 2011.

KIRK, P. M.; CANNON, P. F.; DAVID, J. C.; STALPERS, J. A. **Dictionary of the Fungi**, 9th edition. CAB International. Egham, U.K. 2001.

KIRK, P.M.; CANNON P.F.; DAVID J.C.; STALPERS J.A. (eds.) **Dictionary of the Fungi**, 10th edition. Wallingford: CABI Publishing. 2008.

LANDGRAF, P. R. C.; PAIVA, P. D.O.; Produção de mudas para jardim no Estado de Minas Gerais. **Ciências e Agrotecnologia**, Lavras, v. 33, n.1, p. 27-131, 2009.

LIMA, F. S.; SOARES, A. C. F.; SOUSA, C. S.; Ocorrência e atividades de fungos micorrízicos arbusculares em plantios de Eucalipto (*Eucalyptus* sp.) no Litoral Norte da Bahia, Brasil. **Revista árvore**, v. 37, n. 2, p. 245 - 255, 2013.

LOGES, V.; TEIXEIRA, M. C. F.; CASTRO, A.C.R.; COSTA, A.S. Colheita, pós colheita e embalagem de flores tropicais em Pernambuco. **Horticultura Brasileira**, v.23, n.3, p. 699 - 702, 2005.

LUTHER. H. E. **An alphabetical list of Bromeliad binomials**. 13. ed. Sarasota, FL: The Marie Selby Botanical Gardens; The Bromeliad Society International, 2012.

MAGALHÃES, D. M. A.; LUZ, E. D. M.; N.; MAGALHÃES, A. F.; SANTOS FILHO, L. P.; LOGUERCIO, L. L.; BEZERRA, J. L. Riqueza de fungos anamorfos na serapilheira de *Manilkara maxima*, *Parinari alvimii* e *Harleyodendron unifoliolatum* na Mata Atlântica do Sul da Bahia. **Acta Botanica Brasilica**, v.25, n. 4, p.899 - 907, 2011.

- MAIA, L.C.; CAVALCANTI, M. A.; GIBERTONI, T.; GOTO, B.T.; MELO, A.M.M.; BASE, A.I.G.; SILVÉRIO, M. L. Fungos.cap.4. In: (equipe de subprojeto) **Diversidade Biológica e Conservação da Floresta Atlântica ao Norte do Rio São Francisco**, Brasília: MMA, p.74-106, 2005.
- MARQUES, M. F. O.; SANTOS, E. B.; GUSMÃO, L. F. P. Diversity of filamentous fungi in leaf litter and aerial litter in semideciduous forest, Bahia, Brazil. **Journal of Forestry Research**, v. 26, n. 2, p. 479-485, 2015.
- MARQUES, M. F. O.; GUSMÃO, L.F. P.;MAIA, L. C. Riqueza de espécies de fungos conidiais em duas áreas de Mata Atlântica no Morro da Pioneira, Serra da Jibóia, BA, Brasil. **Acta botanica brasileira**, v. 22, n.4, p. 954-961, 2008.
- MARTINS, S. M.; KÄFFER, M. I.; LEMOS, A. Liqueus como bioindicadores da qualidade do ar numa área de termoelétrica, Rio Grande do Sul, Brasil. **Hoehnea**, v. 35, n.3, p. 425-433, 2008.
- MARTINELLI, G.; VIEIRA, C. M.; GONZALEZ, M.; LEITMAN, P.; PIRATININGA, A.; COSTA, A. F.; FORZZA, R.C. Bromeliaceae da Mata Atlântica Brasileira: lista de espécies, distribuição e conservação. **Rodriguésia**, v. 59, n.1, p. 209 - 258, 2008.
- MENDES, M. A. S.; URBEN, A. F.; **Fungos relatados em plantas no Brasil, Laboratório de Quarentena Vegetal. Brasília, DF: Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia**, 2009. Disponível em: <http://pragawall.cenargen.embrapa.br/aiqweb/michtml/fgbanco01.asp>.> Acesso em: 08/03/2016.
- MICHEREFF, S. J. **Fundamentos da Fitopatologia**, 145 p. Recife, 2001.
- MONTEIRO, J. S.; GUTIÉRREZ, A. H.; SOTÃO, H. M. P. Fungos anamorfos (hyphomycetes) da Floresta Nacional de Caxiuanã, Pará, Brasil. Novos registros para o Neotrópico, 2010. Disponível em: <<http://www.botanica.org.br/acta/ojs>.> Acesso em 15/03/2016.
- MOORE, D.; ROBSON, G. D.; TRINCI, A. P. J. **21st century guide book to fungi**. Cambridge: New York: Cambridge University. 2011.
- MOREIRA, M. J. S. **Conservação *in vitro* de bromeliáceas**. 2008. 67 p. Dissertação (Mestrado em Ciências agrárias) – Universidade do Recôncavo da Bahia, Cruz das Almas, 2008.
- MOREIRA, B. A.; WARDERLEY, L. G. M.; BARROS, M. A. V. C. **Bromélias: importância ecológica e diversidade. Taxonomia e morfologia**. São Paulo: IBt, 2006.
- NEGRELLE, R. R. B.; MURARO, D.; Aspectos fenológicos e reprodutivos de *Vriesea incurvata* Gaudich (Bromeliaceae). **Acta Scientiarum Biological Sciences**. Maringá, v. 28, n. 2, p. 95 -102, 2006.

PANIZON, M.; OLIVEIRA, E.; BOSA, C.R.; Macrofauna associada à *Nidularium* Lem. (Bromeliaceae) de diferentes estratos verticais em um fragmento de floresta com Araucaria, Brasil. **Estudos de Biologia Ambiente e diversidade**, v. 36, n. 86, p. 133 -147,2014.

PAULA, C.C.; SILVA, H. M.P. **Cultivo prático de Bromélias** – 2 ed. Viçosa: Editora UFV, v.1, 73p. 2001.

PEREIRA, O.L.; CASTRO, T.C.; BARRETO, R. W. Primeiro relato de *Lembosia bromeliacerum* var. *stellulata* (Asterinaceae) em *Vriesea carinata* (Bromeliaceae). **Summa Phytopatologica**, v. 32, n.3, p. 296, 2006.

PEREIRA, A. R.; PEREIRA, T. S.; RODRIGUES, A. S.; ANDRADE; A. C. S. Morfologia de sementes e do desenvolvimento pós-seminal de espécies de Bromeliaceae. **Acta Botanica Brasilica**, v. 22, n. 4, 2008.

PONTES, R. A. S.; AGRA, M. F.; Flora da Paraíba, Brasil: Tillandsia L. (Bromeliaceae). **Rodriguésia**, v. 57, n.1, p. 47 - 61, 2006.

PORTER, T. M.; MARTIN, W.; JAMES, T. Y.; LONGCORE, J.E.; GLEASON, F. H.; ADLER, P. H.; LETCHER, P.M.; VIGALYS, R. Molecular phylogeny of the Blastocladiomycota (Fungi) based on nuclear ribosomal DNA. **Fungal Biology**, v.15, p. 381 - 392, 2011.

RODRIGUES, V.E.G.; CARVALHO, D.A. Levantamento etnobotânico de plantas medicinais no domínio dos cerrados na região do Alto Rio Grande – Minas Gerais. **Revista Brasil Brasileira de Plantas Mediciniais**, v. 9, n. 2, p. 17 - 35, 2007.

ROSSMAN, A. Y.; PALM-HERNÁNDEZ, M. E. Systematics of Plant Pathogenic Fungi: Why It Matters. **Plant Disease**, p.1376-1386. 2008.

SANCHES, L. V. C.; FERREIRA, M. J. C. L.; BOSQUE, G. Teste de emergência e avaliação de desenvolvimento da Bromélia *Neoregeliajohannis* em diversos tipos de substratos. **Revista Científica Eletrônica de Agronomia**, Ano VII, n.12, 2007.

SASS, C.; SPECHT, C. D.; Phylogenetic estimation of the core Bromelioids with an emphasis on the genes *Aechmea* (Bromeliaceae). **Molecular Phylogenetics and Evolution**, v. 55, p. 559 - 571, 2010.

SBB - SOCIEDADE BRASILEIRA DE BROMÉLIAS-SBB. **Bromélias e a Natureza**. Disponível em <http://www.bromelia.org.br>. Acesso em: 20/03/16.

SEIFERT, K.A., MORGAN-JONES, G., GAMS, G.; KENDRICK, B. **The genera of Hyphomycetes**. CBS-KNAW Fungal Biodiversity Centre, Netherlands, 2011.

SILVA, R. R.; COELHO, G.P. Fungos: principais grupos e aplicações biotecnológicas. **Instituto de botânica**, São Paulo, out, 2006.

SILVA, T. S. S.; FÉLIX, L. P.; MELO, J. I. M.; Bromeliaceae and Orchidaceae on rocky outcrops in the Agreste Mesoregion of the Paraíba State, Brazil. **Hoehnea**, v. 42, n.2, p. 345 – 365, 2015.

SMITH, L. B. *Aechmea victoriana*, Smithview specimen record. From Harvard University Herbaria. Disponível em <https://www.idigbio.org/.../7c20b70f-1b37-4e59-936d-db93552894b0>. Acesso 17/11/2016.

SCHÜBLER, A.; SCHWARZOTT, D.; WALKER, C. A new fungal phylum, the Glomeromycota: phylogeny and evolution. **Mycological Research**, v. 105, n. 12, p. 1413-1421, 2001.

SCHUTZ, R.; ARAÚJO, L. C.; SÁ, F. S. Bromélias: abrigos terrestres de vida de água doce na floresta tropical. **Natureza online**, v.10, n. 2, p. 89 - 92. 2012.

SMITH, L.B.; DOWNS, R. J. Tillandsioideae (Bromeliaceae). Flora Neotropica, Monograph 14: 663-1492, 1977.

SMITH, L.B.; DOWNS, R. J. Bromelioideae (Bromeliaceae). Flora Neotropica, Monograph 14: 1493-2141, 1979.

SOUZA, E. H. S.; SOUZA, F. V. D.; ROSSI, M. L.; BRANCALLEÃO, N.; LEDO, C. A. S.; MARTINELLI, A. P. Viability, storage and ultrastructure analysis of *Aechmea bicolor* (Bromeliaceae) pollen grains, an endemic species to the Atlantic forest. **Euphytica**, n. 204, p. 13 – 18, 2015.

SOUZA, G. M.; WANDERLEY, M. G. L. *Aechmea* Ruiz & Pav. (Bromeliaceae) do Estado de Pernambuco, Brasil. **Acta Botânica Brasilica**, v. 14, n.1, p. 77-97. 2000.

VARASSIN, I. G.; SAZIMA, M. Spatial heterogeneity and the distribution of bromeliad pollinators in Atlantic Forest. **Acta Oecologica**, v. 43, p. 104 - 112, 2012.

VERSIEUX, L.M.; WANDERLEY, M. Flora da Bahia: Bromeliaceae - *Alcantarea*. **Sitientibus Série Ciências Biológicas**, v.10, n.1, p. 147 – 151, 2010.

VERSIEUX, L. M.; WENDT, T.; LOUZADA, R. B.; WANDERLEY, M.G.L. Bromeliaceae da cadeia de Espinhaço. **Megadiversidade**, v. 4, n. 1-2, 2008.

VIANA, F.A.P. **Morfologia, anatomia e desenvolvimento pós-seminal de cinco espécies de Bromeliaceae**. 2007. 79 p. Tese (Doutorado) – Universidade Estadual Paulista, Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, 2007.

VOSSBRINCK, C. R.; VOSSBRINCK, B.A. D.; Molecular phylogeny of the Microsporidia ecological ultrastructural and taxonomic considerations. **Folia Parasitologica**, v. 52, p. 131 - 142, 2005.

ARTIGO 1

FUNGOS ASSOCIADOS À BROMELIACEAE NA BAHIA, BRASIL¹

¹Artigo a ser ajustado para posterior submissão ao

FUNGOS ASSOCIADOS À BROMELIACEAE NA BAHIA, BRASIL¹

RESUMO: As bromélias apresentam grande importância alimentícia, medicinal e ornamental, estando distribuídas em todo território nacional ocorrendo nos diferentes ecossistemas. Contudo, existem fungos fitopatogênicos que prejudicam esses vegetais, havendo registro de 56 espécies fúngicas em Bromeliaceae. Este número representa uma fração das espécies incidentes em bromélias, uma vez que são poucos os estudos fitopatológicos e micológicos realizados neste grupo vegetal. O objetivo deste trabalho foi identificar, descrever e ilustrar novos registros de fungos associados à Bromeliaceae em ecossistemas naturais ocorrentes na Bahia e mantidas em casa de vegetação (Orquilândia Tropical). Os estudos compreenderam uma área de caatinga em Campo Formoso (Morro da Redenção), uma área de mata atlântica em Santa Terezinha e uma área de cultivo (Orquilândia Tropical) em Camaçari. Para amostragem foram realizadas duas coletas em cada área, no período de maio de 2015 a fevereiro de 2016. Em cada área foram selecionadas e coletadas amostras de três espécies de Bromeliaceae, *Aechmea aquilega* (Salisb.) Griseb., *Hohenbergia catingae* Ulee *Tillandsia gardneri* Lindl. (Morro da Redenção - Campo Formoso); (*Aechmea victoriana* L. B. Sm, *Alcantarea nahoumii* (Leme) J. R. Grant, *Neoregelia compacta* (Mez) L.B.Sm (Orquilândia Tropical - Camaçari); e (*Alcantarea nahoumii* (Leme) J. R. Grant, *Vriesea bahiana* Leme, *Aechmea* sp.) Serra da Jiboia - Santa Terezinha. Para cada espécie vegetal foram selecionados 10 indivíduos, onde foram amostradas três folhas de cada indivíduo selecionado que continham sintomas ou sinais da presença de fungos. Em Laboratório efetuou-se o isolamento direto e indireto. Para isolamento indireto, fragmentos das folhas foram submetidas a desinfestação (álcool 70%, hipoclorito de sódio 1% e água destilada) e colocados em ágar de batata-dextrose (BDA). O isolamento direto foi realizado em fragmentos de folhas em câmaras úmidas (1 a 10 dias período de incubação), transferindo esporos de fungos desenvolvidos para BDA. As placas foram incubadas à temperatura ambiente (27° C +/- 2° C) até a formação de colônias. Estes foram transferidos individualmente para outras placas de BDA para obter culturas axênicas. Os fungos desenvolvidos em meios de cultura ou em câmaras úmidas foram examinados ao microscópio para identificação de gêneros e espécies consultando a literatura especializada. As lâminas

permanentes de cada espécie fúngica foram feitas utilizando o meio de montagem PVLG (álcool polivinílico + lactofenol + glicerina). Foram identificados 34 táxons fúngicos associados a Bromeliaceae (30 anamorfos e 4 teleomorfos), dos quais 29 são novos registros para Bromeliaceae, *Phyllosticta* sp., *Pseudopithomyces sacchari* e *Sphaeropsis* sp. são novos registros para a Bahia e as espécies mais encontradas foram *Nigrospora oryzae* e *Pestalotiopsis palmarum*. Os hospedeiros com maior quantidade de espécies foram *Alcantarea nahoumii* e *Neoregelia compacta*, ambas com 13 espécies.

Palavras-chave: Micota, diversidade de fungos, Ascomycota.

FUNGI ASSOCIATED WITH BROMELIACEAE IN BAHIA, BRAZIL¹

ABSTRACT: Bromeliads present great importance as feeding, medicinal and ornamental plants and are distributed in all ecosystems of Brazil. However, there are phytopathogenic fungi that damage these plants, registering 56 fungal species in Bromeliaceae. This number represents a fraction of the species occurring in bromeliads, as there are few phytopathological and mycological studies performed in this plant group. The objective of this work was to identify, describe and illustrate new records of fungi found on bromeliads in natural ecosystems of Bahia and in cultivation. Collections were done in a caatinga area of Campo Formoso municipality (Morro da Redenção), a fragment of the Atlantic rain forest in Santa Terezinha municipality (Serra da Jiboia) and under cultivation at Orquilândia Tropical in the municipality of Camaçari. Two collections were done in each area from May 2015 to February 2016. From each area three species of *Aechmea aquilega* (Salisb.) Griseb., *Hohenbergia catingae* Ulee *Tillandsia gardneri* Lindl. (Morro da Redenção - Campo Formoso); (*Aechmea victoriana* L. B. Sm, *Alcantarea nahoumii* (Leme) J. R. Grant, *Neoregelia compacta* (Mez) L.B.Sm (Orquilândia Tropical - Camaçari); e (*Alcantarea nahoumii* (Leme) J. R. Grant, *Vriesea bahiana* Leme, *Aechmea* sp.) (Serra da Jiboia - Santa Terezinha) were selected and collected. Ten plants of each species were selected and three leaves of each individual plant showing disease symptoms or fungal signs were collected. Direct and indirect fungal isolations were conducted in the laboratory. For indirect isolation fragments of the leaves were submitted to desinfestation (alcohol 70%, sodium hypochloride 1% and sterile distilled water) and placed on potato-dextrose-agar (PDA). Direct isolation was accomplished by transferring to PDA plates spores of fungi developed on leaf fragments in moist chambers (1-10 days incubation period). The plates were incubated at room temperature (27 °C +/- 2 °C) until colonies formation. These were transferred individually to other PDA plates to obtain axenic cultures. The fungi developed on culture media or in the moist chambers were examined in the microscope for identification of genus and species by consulting the specialized literature. Permanent slides of each fungal species were made using the PVLG (polyvinyl alcohol + lactophenol + glycerin) mounting medium. A total of 34 fungal taxa were identified (30 anamorphs and 4 teleomorphs) from which 29 are new reports to Bromeliaceae, *phyllosticta* sp.,

pseudopithomyces sacchari and *sphaeropsis* sp., they are new records referred to Bahia state and the most found species were *nigrospora oryzae* and *pestalotiopsis palmarum*. The hosts with major species in quantity were *alcantarea nahoumii* and *neoregelia compacta*, both with 13 species.

Key words: Mycota, fungal diversity, Ascomycota.

INTRODUÇÃO

As bromélias são classificadas em epífitas, terrestres ou rupícolas (PANIZON, OLIVEIRA e BOSA, 2014) e alguns de seus representantes apresentam tanques formados pelo imbricamento das folhas onde acumulam água e matéria orgânica, compondo assim um micro-habitat rico que suporta uma grande diversidade de organismos que o utilizam como alimento, acasalamento e abrigo (SCHUTZ, ARAÚJO E SÁ, 2012; CRACKEN e FORSTENER, 2014).

A família Bromeliaceae é uma das principais integrantes da flora, sendo encontrada em quase todos os ecossistemas, inclusive na Caatinga e Mata Atlântica, sendo esta última contemplada com o maior número de espécies (PAULA e SILVA, 2001; MARTINELLI et al., 2008). No entanto, no Brasil, trabalhos, relacionados à diversidade de fungos em Bromeliaceae são poucos e insuficientes, com destaque para Mendes e Urbem (2009) relatando a ocorrência de 56 fungos associados a doenças ou não em bromélias. Dessa forma, este trabalho tem como objetivo identificar, descrever e ilustrar os fungos associados a Bromeliaceae em ecossistemas naturais ocorrentes na Bahia e mantidas em casa de vegetação (Orquilândia Tropical), com a finalidade de contribuir para o conhecimento da micota existente em bromélias.

MATERIAL E MÉTODOS

I Amostragem

As coletas foram realizadas durante o período de maio 2015 a fevereiro de 2016, em três municípios baianos: Campo Formoso (Morro da Redenção, 10° 33'12.1" S 40°19'28.6" W) - região com clima predominante semiárido, inserido na Serra da Jacobina, pertencente à Chapada Diamantina, (FERREIRA, 2013), Santa Terezinha (Serra da Jiboia, 12° 51'14.8" S 39° 28' 36.4" W) - localizada na porção leste da Bahia, no bioma Mata Atlântica com alta diversidade biológica (BLENGINI et al., 2015), e Camaçari - inserido no litoral norte do estado da Bahia (Orquilândia Tropical, 12° 48' 36" S 38° 15' 24" W) onde foram coletadas espécies cultivadas.

Em cada localidade foram coletadas amostras de três espécies de Bromeliaceae. Para cada espécie vegetal foram selecionados 10 indivíduos, onde foram amostradas três folhas de cada selecionado que continham sintomas ou sinais da presença de fungos. Em Campo Formoso as espécies de bromélias selecionadas foram: *Aechmea aquilega* (Salisb.)Griseb., *Hohenbergia catingae* Ulee e *Tillandsia gardneri* Lindl. Na Serra da Jiboia, *Alcantarea nahoumii* (Leme) J. R. Grant, *Vriesea bahiana* Leme e *Aechmea* sp. E em Camaçari, *Aechmea victoriana* L. B. Sm, *Alcantarea naohoumi* i(Leme) J. R. Grant e *Neoregelia compacta* (Mez) L.B.Sm. As amostras foram coletadas e, posteriormente, identificadas por um especialista em Bromeliaceae.

As amostras foram acondicionadas em sacos de papel kraft individualmente e identificadas com os seguintes dados: localidade, data, hospedeiro e coletor, e encaminhadas ao laboratório de Microbiologia Agrícola da Universidade Federal do Recôncavo da Bahia (UFRB).

II Processamento

Inicialmente, fragmentos de folhas com lesões e sinais foram submetidos ao isolamento indireto, que consistiu na desinfestação em álcool 70% por dois minutos, hipoclorito de sódio a 1% por dois minutos e lavados por 4 vezes com água destilada e posterior transferência para o meio de cultura BDA (Batata – dextrose – agar).

O isolamento direto foi realizado a partir de fragmentos de folhas incubadas em câmara úmida durante 10 dias, transferindo esporos de fungos para BDA.

III Identificação e preservação

Os fungos obtidos tanto em meios de cultura como em câmaras úmidas foram examinados ao microscópio para identificação de gêneros e espécies consultando a literatura especializada. As lâminas permanentes de cada espécie fúngica foram preparadas utilizando o meio de montagem PVLG (álcool polivinílico + lactofenol + glicerina) (TRAPPE e SCHENCK, 1982) com e sem Melzer ou azul de algodão.

As culturas foram preservadas pelo método Castellani (1967), onde porções do micélio dos fungos foram colocados em frasco tipo penicilina com água destilada esterelizada e fechados.

IV Ilustração

As imagens das estruturas fúngicas foram capturadas em um microscópio LEICA ICC50 HD, com ajuda do programa LAS Version 4.5.0., as quais foram selecionadas para o preparo das pranchas ilustrativas.

RESULTADOS E DISCUSSÃO

Foram identificados 34 táxons associados às folhas de bromélias em Campo Formoso (Morro da Redenção), Santa Terezinha (Serra da Jiboia) e Camaçari (Orquilândia Tropical), sendo 30 anamorfos e 4 teleomorfos, dentre os quais 29 são novos registros para Bromeliaceae (Tabela 1).

Tabela 01. Novos registros de fungos para os hospedeiros nos locais estudados.

Gêneros/espécies	Hospedeiros	Local
<i>Acremonium murorum</i> (Corda) W. Gams	<i>Aechmea aquilega</i> <i>Neoregelia compacta</i> <i>Tillandsia gardneri</i>	Campo Formoso Camaçari
<i>Aspergillus foetidus</i> Thom & Raper	<i>Aechmea aquilega</i> <i>Alcantarea nahoumii</i>	Campo Formoso Serra da Jiboia
<i>Aspergillus niger</i> Tiegh.	<i>Aechmea aquilega</i> <i>Alcantarea nahoumii</i> <i>Neoregelia compacta</i>	Campo Formoso Serra da Jiboia Camaçari
<i>Calonetria gracilis</i> (Bugnic.) Boesew	<i>Aechmea</i> sp.	Serra da Jiboia
<i>Cladosporium</i> <i>cladosporioides</i> (Fresen.) G.A. de Vries	<i>Aechmea victoriana</i> <i>Neoregelia compacta</i> <i>Alcantarea nahoumii</i>	Camaçari Serra da Jiboia
<i>Cladosporium</i> <i>sphaerospermum</i> Penz	<i>Tillandsia gardneri</i>	Campo Formoso
<i>Colletotrichum capsici</i> Syd. & P. Syd.) E.J. Butler & Bisby	<i>Hohenbergia catingae</i>	Campo Formoso
<i>Colletotrichum crassipes</i> (Speg.) Arx	<i>Aechmea victoriana</i> <i>Neoregelia compacta</i> <i>Vriesea bahiana</i>	Camaçari Serra da Jiboia
<i>Colletotrichum dematium</i> (Pers.) Grove	<i>Neoregelia compacta</i> <i>Alcantarea nahoumii</i>	Camaçari Serra da Jiboia
<i>Corynespora</i> sp.	<i>Alcantarea nahoumii</i>	Camaçari
<i>Curvularia eragrostidis</i> (Henn.) J.A. Mey.	<i>Aechmea</i> sp. <i>Alcantarea nahoumii</i>	Serra da Jiboia Camaçari
<i>Curvularia inaequalis</i> (Shear) Boedijn	<i>Neoregelia compacta</i>	Camaçari
<i>Fusarium oxysporum</i> E.F. Sm. & Swingle	<i>Aechmea victoriana</i>	Camaçari
<i>Guignardia</i> sp.	<i>Neoregelia compacta</i>	Camaçari
<i>Lembosina</i> sp.	<i>Vriesea bahiana</i>	Serra da Jiboia

Continuação Tabela 1.

Gêneros/espécies	Hospedeiros	Local
<i>Massarina</i> sp.	<i>Alcantarea nahoumii</i>	Camaçari
<i>Nigrospora oryzae</i> (Berk. & Broome) Petch	<i>Aechmea aquilega</i> <i>Tillandsia gardneri</i> <i>Hohenbergia catingae</i> <i>Alcantarea nahoumii</i> <i>Vriesea bahiana</i> <i>Aechmea</i> sp. <i>Aechmea victoriana</i> <i>Neoregelia compacta</i>	Campo Formoso Serra da Jiboia Camaçari
<i>Nigrospora sacchari</i> (Speg.) E.W. Mason	<i>Aechmea aquilega</i> <i>Hohenbergia catingae</i> <i>Aechmea</i> sp. <i>Alcantarea nahoumii</i>	Campo Formoso Serra da Jiboia Camaçari
<i>Passalora</i> sp.	<i>Neoregelia compacta</i>	Camaçari
<i>Pestalotiopsis palmarum</i> (Cooke) Steyaert	<i>Aechmea aquilega</i> <i>Hohenbergia catingae</i> <i>Alcantarea nahoumii</i> <i>Aechmea victoriana</i> <i>Neoregelia compacta</i> <i>Vriesea bahiana</i>	Campo Formoso Serra da Jiboia Camaçari
<i>Pestalotiopsis palustris</i> Nag Raj	<i>Aechmea aquilega</i> <i>Hohenbergia catingae</i>	Campo Formoso
<i>Phomopsis archeri</i> B. Sutton	<i>Aechmea victoriana</i> <i>Neoregelia compacta</i>	Camaçari
<i>Phyllosticta</i> sp.	<i>Aechmea victoriana</i> <i>Alcantarea nahoumii</i>	Camaçari
<i>Pseudopithomyces sacchari</i> (Speg.) M.B. Ellis	<i>Neoregelia compacta</i>	Camaçari
<i>Purpureocillium lilacinum</i> (Thom) Samson	<i>Aechmea aquilega</i> <i>Neoregelia compacta</i> <i>Aechmea</i> sp.	Campo Formoso Serra da Jiboia Camaçari
<i>Pyrenochaeta cava</i> Schulzer	<i>Aechmea victoriana</i> <i>Aechmea</i> sp.	Camaçari Serra da Jiboia
<i>Sphaeropsis</i> sp.	<i>Alcantarea nahoumii</i>	Camaçari

Continuação Tabela 1.

Gêneros/espécies	Hospedeiros	Local
<i>Trichoderma harzianum</i> Rifai	<i>Aechmea aquilega</i> <i>Alcantarea nahoumii</i>	Campo Formoso Serra da Jiboia
<i>Xylaria</i> sp.	<i>Tillandsia gardneri</i> <i>Aechmea</i> sp, <i>Vriesea bahiana</i> .	Campo Formoso Serra da Jiboia

DESCRIÇÕES

Acremonium murorum (Corda) W. Gams 1971, *Cephalosporium*-artige Schimmelpilze (Stuttgart): 84 (1971) (= *Gliomastix murorum*) Figura 1.

Colônias efusas, aveludadas. Conidióforos retos, eretos, hialinos, sem septos 29 - 34 µm. Células conidiogênicas integradas. Conídios subesféricos, castanhos a escuros 3 - 4 x 2 µm.

Distribuição geográfica: Cosmopolita

Material examinado: BRASIL, BAHIA: Campo Formoso, folhas de *Aechmea aquilega*, 18/07/2015, Palha, P. M.G. 10° 33' 12.1" S e 40°19' 28.6" W; folhas de *Tillandsia gardneri*, 18/07/2015, 30/10/2015, Palha, P. M.G. 10° 33' 12.1" S e 40°19' 28.6" W. Camaçari; folhas de *Neoregelia compacta*, 22/05/2015, Palha, P. M.G. 12° 48' 36" S e 38° 15' 24" W.

Acremonium murorum foi segregada do gênero *Gliomastix* (*Gliomastix murorum*) devido à coloração escura dos seus conídios. Este fungo já foi registrado como endofítico, e fungo do solo e reportado em rizoma de *Paris polyphylla* var. *yunnanensis* na China (YANG et al., 2014). Este é o primeiro registro para *Aechmea aquilega*, *Tillandsia gardneri* e *Neoregelia compacta*.

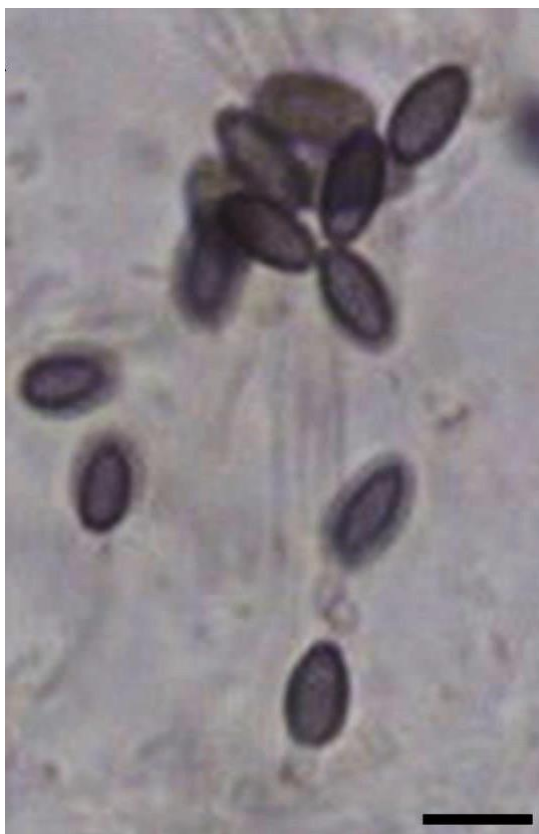


Figura 1. *Acremonium murorum*. Conidióforo, Conídios; Barra = 5 μm .

Aspergillus foetidus Thom & Raper Manual of the *Aspergilli*: 219 (1945) Figura 2.

Colônias flocosas, planas, coloração marron a preto. Hifas brancas a castanhas claras. Conídios globosos, rugosos, 3 - 4,5 μm ; vesículas 35 – 50 μm , globosas ou esféricas, métulas 6 -12 x 3 μm , fiálides 7-8 x 3 μm .

Distribuição geográfica: Nordeste (Bahia, Pernambuco), Norte (Rondônia), Sudeste (Rio de Janeiro, Minas Gerais, Espírito Santo).

Material examinado: BRASIL, BAHIA: Campo Formoso, folhas de *Aechmea aquilega*, 18/07/2015, Palha, P. M. G. 10° 33' 12.1" S e 40°19' 28.6" W. Serra da Jiboia, folhas de *Alcantarea nahoumii*, 15/08/2015, Palha, P. M.G.12° 51' 14.8" S e 39° 28' 36.4" W.

Aspergillus foetidus faz parte da seção *Nigri* juntamente com *Aspergillus niger*. Este fungo tem sido utilizado para produção de enzimas e ácidos orgânicos (VRIES e VISSE, 2001). É o primeiro registro para os hospedeiros estudados *Aechmea aquilega* e *Alcantarea nahoumii*.

Aspergillus niger Niger Tiegh. Annls Sci. Nat., Bot., sér. 58: 240 (1867) Figura 2 Colônias negras, pulverulentas. Conídios castanhos claros a escuros, globosos, espinescentes 3 - 4 µm; estipes 430 – 700 µm, lisas, hialinas; vesículas 49 – 74 µm, globosos ou esféricos; métulas 15- 18 x 3 µm; fiálide 8 -10 x 3 µm.

Distribuição geográfica: Relatado no Norte (Amazonas, Pará, Rondônia), Nordeste (Bahia, Maranhão, Pernambuco) e Sudeste (Espírito Santo, Minas Gerais, Rio de Janeiro, São Paulo).

Material examinado: BRASIL, BAHIA: Campo Formoso, folhas de *Aechmea aquilega*, 18/07/2015, Palha, P. M. G. 10° 33' 12.1" S e 40°19' 28.6" W. Serra da Jiboia, folhas de *Alcantarea nahoumii*, 16/02/2016, Palha, P. M. G. 12° 51' 14.8" S e 39° 28' 36.4" W. Camaçari, folhas de *Neoregelia compacta*, 21/01/2016, Palha, P. M. G. 12° 48' 36"S e 38° 15' 24" W.

Aspergillus é um dos gêneros mais importantes economicamente e suas substâncias são utilizadas em diversos produtos. *Aspergillus niger* é conhecido como patógeno de diversas plantas (VARGA et al., 2004), dentre essas é citado como o agente casual da podridão da *Agave sisalana* (SANTOS et al., 2014). É o primeiro registro para os três hospedeiros onde foi encontrado *Aechmea aquilega* e *Alcantarea nahoumii* e *Neoregelia compacta*.

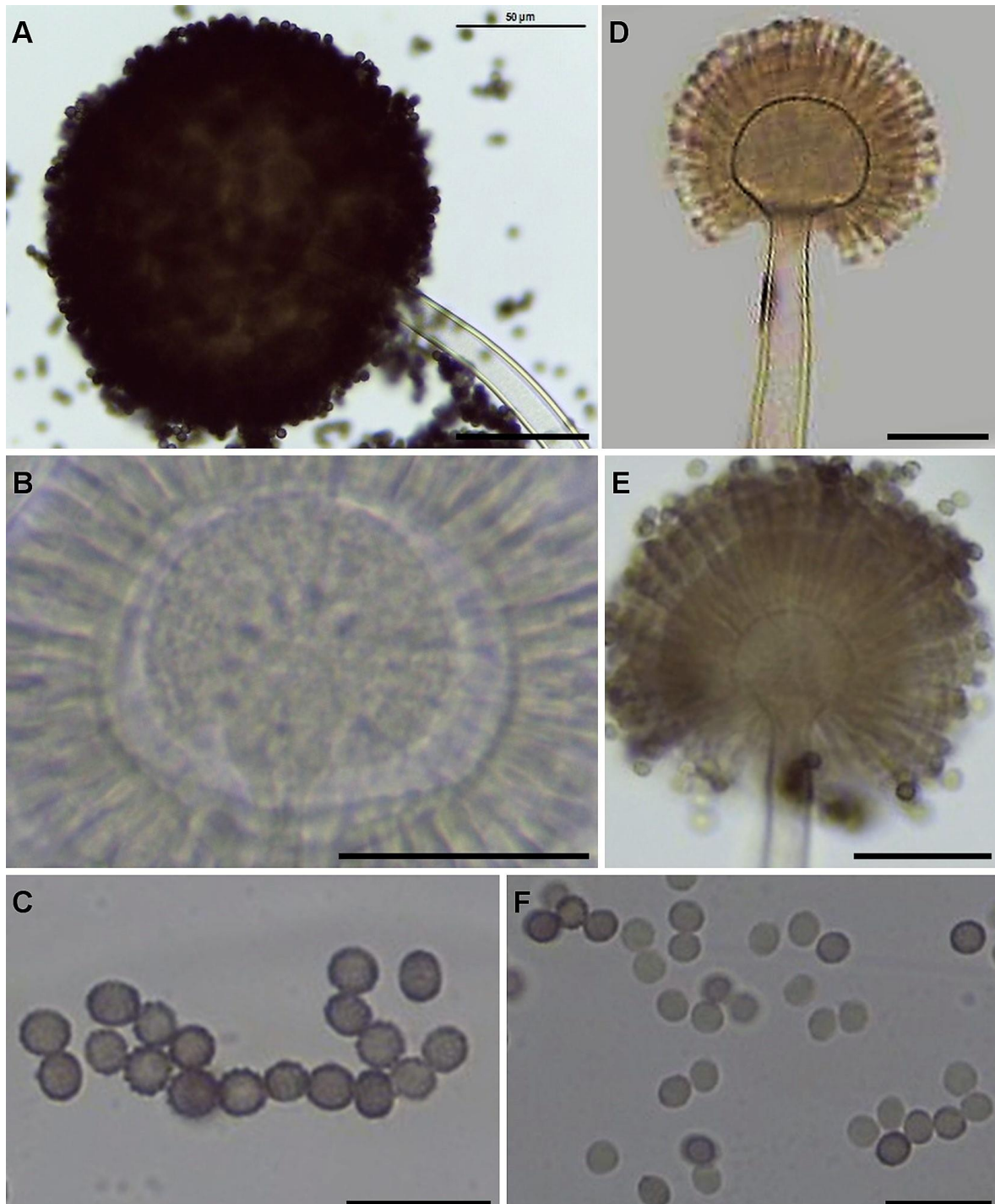


Figura 2. *Aspergillus foetidus*. **A, B.** Conidióforo, vesícula; **C.** Conídios. *Aspergillus niger*. **D, E.** Conidióforo, vesícula e fiálides; **F.** Conídios. Barras = 100µm (A); 50µm (B); 40µm (C, E); 20µm (D, F).

Calonectria gracilis Crous, M. J. Wingf & Alfenas Mycotaxon 46: 224 (1993)
(= *Cylindrocladium gracile*) Figura 3

Colônia cotonosa branco a vermelho pálido, de crescimento rápido.

Conidióforos ramificados, hialinos, Conídios cilíndricos, com extremidades arredondadas, 1 septada, hialinos 23 - 38 x 3 - 4 µm; vesícula clavada á subesférica, hialina, longa, 4 - 5 µm diâmetro.

Distribuição geográfica: Cosmopolita

Material examinado: BRASIL, BAHIA: Serra da Jiboia, folhas de *Aechmea* sp., 15/08/2015, Palha, P. M.G. 12° 51' 14.8" S e 39° 28' 36.4" W.

Calonectria, teleomorfo de *Cylindrocladium* é um gênero com espécies distribuídas em todo mundo e causa doenças em muitas plantas de clima tropical e subtropical (LOMBARD et al., 2010; VITALE et al., 2013). No Brasil, são descritos como patógenos de importância econômica para a manga (*Mangifera indica*; TOZETTO e RIBEIRO, 1996), acerola (*Malpighia glabra*) (SILVA, CUTRIM e FERREIRA, 2001), *Eugenia* sp. (POLTRONIERI et al., 2011) e diversas plantas ornamentais (REIS et al., 2004).

De acordo com Silva, Aguiar e Lopes (2012), *Calonectria gracilis* é um patógeno comum em solos onde provoca podridão de raízes em várias plantas. É o primeiro registro para *Aechmea* sp.

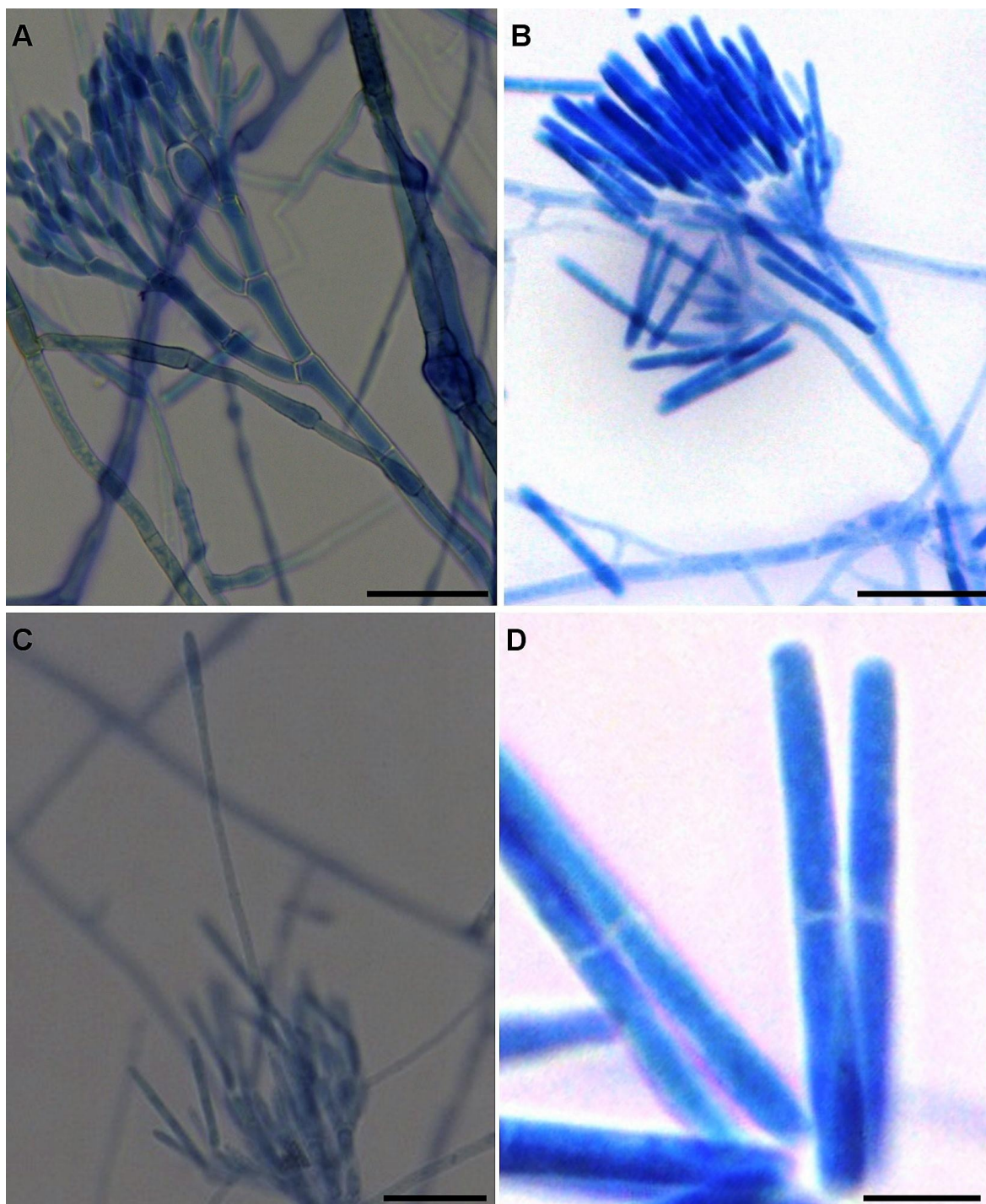


Figura 3. *Calonetria gracilis*. **A,B.** Conidióforo, Conídios; **C.** Vesícula, **D.** Conídios. Barras = 10 μ m (A, B, C, D).

Cladosporium cladosporioides (Fresen.) G.A de Vries, Contrib. Knowledge of the Genus *Cladosporium* link ex Fries: 57 (1952) Figura 4

Colônias efusas de coloração verde a castanha. Conidióforos macronematosos e micronematosos, castanhos, lisos. Células conidiogênicas levemente poliblasticas, integradas, terminais e intercalares. Ramos conídios lisos ou

levemente verrucosos, 0-1 septos, 7 – 12 x 2 µm. Conídios elipsioidais ou limoniformes, sem septos, castanhos pálidos, lisos, 3 – 6 x 2 µm.

Distribuição geográfica: Nordeste (Bahia, Paraíba, Pernambuco) e Sudeste (São Paulo).

Material examinado: BRASIL, BAHIA: Camaçari, folhas de *Aechmea victoriana* L. B. Sm 22/05/2015, Palha, P. M. G. 12° 48' 36" S e 38° 15' 24" W, folhas de *Neoregelia compacta* (Mez) L.B.Sm. 22/05/2015, Palha, P. M. G. 12° 48' 36" S e 38° 15' 24" W. Isolamento direto: Serra da Jiboia, folhas de *Alcantarea nahoumii* (Leme) J. R. Grant, 15/08/2015, Palha, P. M. G. 12° 51' 14.8" S e 39° 28' 36.4" W. Camaçari, folhas de *Alcantarea nahoumii* (Leme) J. R. Grant, 16/02/2015, 30/10/2016, Palha, P. M.G. 10° 33' 12.1" S e 40°19' 28.6" W.

É uma espécie muito comum, encontrada como sapróbia. Apresenta função biológica como endofítica, decompondo matéria orgânica e compete com outros micro-organismos (ELLIS, 1971; 1976). É o primeiro registro para os hospedeiros estudados.

Cladosporium sphaerospermum Penz Michelia 2 (no. 8): 473 (1882) Figura 4
Colônias oliváceas a castanhos, cotonosas planas. Conidióforos macronematosos e micronematosos, Castanhos, lisos ou verrucosos. Células conidiogênicas poliblasticas, integradas e terminais. Ramos conídios 0-1 septos, 7 - 20 x 3 - 4 µm. Conídios globosos ou subglobosos, castanhos, verrucosos, não septados 3 - 5 x 4 µm.

Distribuição geográfica: Nordeste (Bahia).

Material examinado: BRASIL, BAHIA: Campo Formoso, folhas de *Tillandsia gardneri*, 18/07/2015, 30/10/2015, Palha, P. M. G. 10° 33' 12.1" S e 40°19' 28.6" W.

Cladosporium sphaerospermum é uma espécie comum e muito semelhante à *C. cladosporioides*, porém os conídios apresentam formato distinto. Em *C. cladosporioides* o conídio tem um formato elipsoidal ou limoniforme, enquanto que em *C. sphaerospermum* o conídio é globoso a subgloboso (PEREIRA, PFENNING e CASTRO, 2005). *Cladosporium sphaerospermum* é considerada um alérgeno amplamente distribuída, causando sérios problemas em pacientes com doença respiratória (Ng et al., 2012). Este é o primeiro registro para *Tillandsia gardneri*.

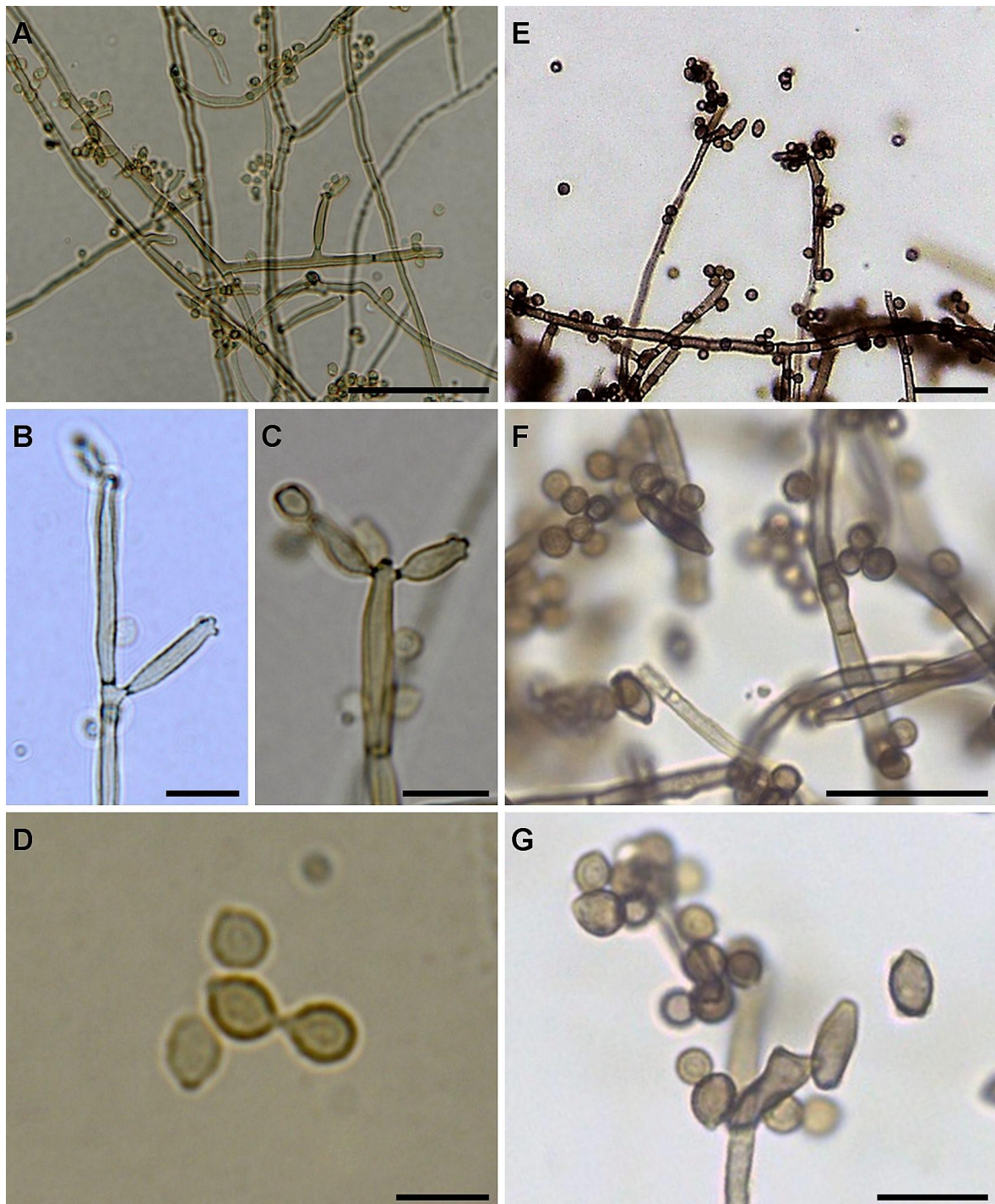


Figura 4. **A, B, C, D.** *Cladosporium cladosporioides*; **E, F, G.** *Cladosporium sphaerospermum*; **A.** Conidióforos, conídios; **B, C.** Conidióforo, ramo conídio e conídio; **D.** Conídios. **E, F.** Conidióforo, ramo conídio, conídio; **G.** Conídios. Barras = 50 μm (A, E); 10 μm (B, C, G); 5 μm (D); 20 μm (F).

Clonostachys rosea (Link) Schroes, Samuels, Seifert & W. Gams Figura 5

Colônia amarela pálida a laranja clara. Conídios em massa, hialinos, pouco curvados $5 - 8 \times 2 - 3 \mu\text{m}$. Esporodóquio não observado. Fiálides de 2 - 5, 29 - 35 $\times 2 \mu\text{m}$.

Distribuição geográfica: regiões tropicais, temperadas, subárticas e desérticas.

Material examinado: BRASIL, BAHIA: Camaçari, sobre folhas de *Neoregelia compacta* (Mez) L.B.Sm, 22/05/2015, Palha, P.M.G. $12^\circ 48' 36''$ S e $38^\circ 15' 24''$ W.

O gênero *Clonostachys* é encontrado em solos e restos de plantas. *Clonostachys rosea* é uma espécie muito conhecida, parasita hifas de outros fungos e é utilizada como agente de controle biológico contra patógenos, exemplo *Botrytis cinerea* que provoca mofo cinzento em culturas (SUTTON et al., 1997; KURAKOV et al., 2008; SILVEIRA-PÉREZ et al., 2010). É relatado para *Ananas* sp. (MENDES e URBEN, 2009).

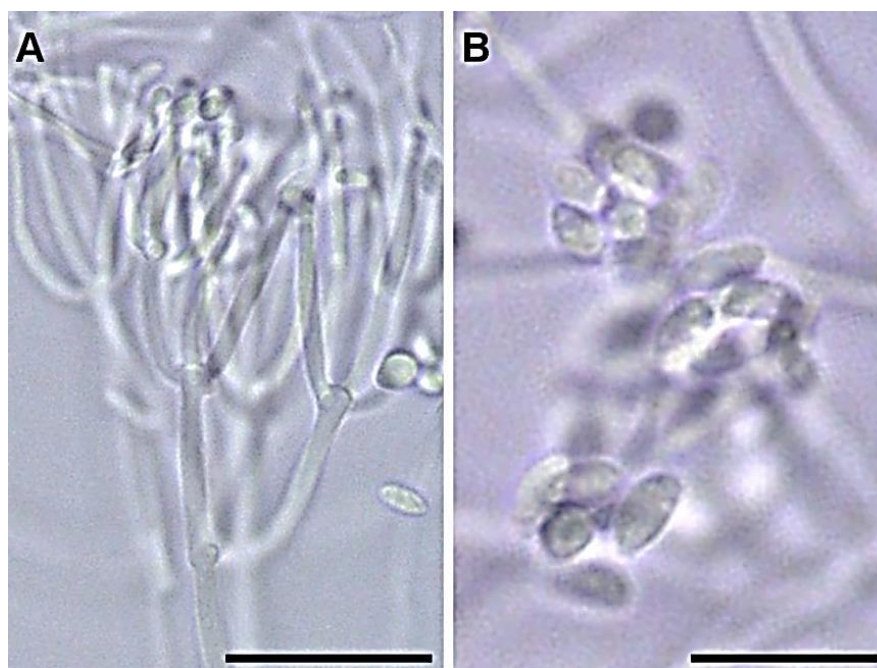


Figura 5. *Clonostachys rosea*. **A.** Conidióforo; **B.** Conídios. Barras = $20\mu\text{m}$ (A); $10 \mu\text{m}$ (B).

Chave para as espécies de *Colletotrichum* em Bromeliaceae
(SUTTON, 1980).

1. Conídios falcados 2
 - Conídios retos 3
2. Conídios com 2-2,5 (3,5) µm de largura *C. dematium*
 - Conídios mais largos com 3,5-4 µm de largura *C. capsici*
3. Conídios cilíndricos de 10-15 µm de comprimento ... *C. crassipes*
 - Conídios de 9-24 µm de comprimento..... *C. gloeosporioides* (sensu lato)

Colletotrichum capsici (Syd.& P. Syd.) E.J. Butler & Bisby, Fungi of India: 152 (1931) Figura 6

Colônias esbranquiçadas a cinzas escuras. Setas abundantes, esclerócios ausentes, Conídios falcados, fusiformes, ápices agudos, 15 – 22,5 x 4 µm. Apressórios castanhos, clavados ou circulares, 10 – 12 x 4– 7 µm.

Distribuição Geográfica: Cosmopolita

Material examinado: BRASIL, BAHIA: Campo Formoso, folhas de *Hohenbergia catingae*, 18/07/2015, Palha, P. M. G. 10° 33' 12.1" S e 40°19'28.6" W.

Colletotrichum capsici é um patógeno importante de pimentões (*capsicum*), desenvolvendo manchas pretas necróticas (NANTAWANIT et al., 2010). Registrado também em folhas infectadas de *Vigna sinensis* (SHAMSI e NAHER, 2015) e em plantas da família Asteraceae (COSTA et al., 2012). Em *Bougainvillea* (Nyctaginaceae) causa lesões necróticas nas folhas e antracnose em pinhão manso (*Jatropha curcas*) e batata do inferno (*Jatropha podagrica*) (MENDES e URBEN, 2009). Li Chai e Zhang (2014) relata o primeiro registro de *Colletotrichum capsici* causando antracnose em *Hosta plantaginea* na China. Este é o primeiro registro para *Hohenbergia catingae*.

Colletotrichum crassipes (Speg.)Arx, Veh. K. ned. Akad. Wet.,tweede sect. 51 (3): 77 (1957) Figura 6

Colônias muito variáveis. Micélio castanho escuro. Conídios retos, cilíndricos, obtusos, (10) -12 - 15- (17,5) x (2,5) 3 – 5(7,5) µm.

Distribuição Geográfico: Cosmopolita

Material examinado: BRASIL, BAHIA: Camaçari, folhas de *Aechmea victoriana*, 22/05/2015, 21/06/2016, Palha, P.M. G. 12° 48' 36" S e 38° 15' 24" W. Folhas de *Neoregelia compacta*, 22/05/2015, 21/01/2016, Palha, P. M. G. 12° 48' 36" S e 38° 15' 24" W. Serra da Jiboia, folhas de *Vriesea bahiana*, 16/02/2016, Palha, P. M. G. 12° 51'14.8" S e 39° 28' 36.4" W.

Isolado de plantas da família Sapotaceae e Orchidaceae (COSTA et al., 2012), e em *Teobroma cacao* L. (cacau) (MENDES e URBEN, 2009). É o primeiro registro para Bromeliaceae em *Aechmea victoriana*, *Neoregelia compacta* e *Vriesea bahiana*.

Colletotrichum dematium (Pers.) Grove, J. Bot., Lond. 56: 341 (1918)

Figura 6

Colônias brancas a pálidas. Setas abundantes. Conídios falcados, fusiformes, 15 - 18 x 2,5 - 3 µm.

Distribuição geográfica: Norte (Roraima, Tocantins), Nordeste (Pernambuco, Ceará), Centro-oeste (Goiás) e Sudeste (Rio de Janeiro).

Material examinado: BRASIL, BAHIA: Camaçari, folhas de *Neoregelia compacta*, 22/05/2015, Palha, P. M. G. 12° 48' 36" S e 38° 15' 24" W. Isolamento direto, Serra da Jiboia, sobre folhas de *Alcantarea nahoumii*, 15/08/2015, Palha, P. M.G. 12° 51' 14.8" S e 39° 28' 36.4" W.

Espécie relatada em amendoim (*Arachis hypogaea*), soja (*Glycine max*), feijão (*Vigna unguiculata*) causando mancha café, Goma(*Cyamopsis tetragonolobus*) (PEREIRA, AZEVEDO e PETRINI, 1993; COSTA et al., 2012), Cebola (*Allium cepa* L., cebolinha (*Allium fistulosum* L., pimentão (*Capsicum annuum*), tomateiro (*Lycopersicon esculentum*), Laranjas (*Citrus sinensis*), pepino (*Cucumis sativus*), mamona (*Ricinus communis*) e Cravo (*Dianthus caryophyllus*) provocando antracnose (MENDES e URBEN, 2009). Novos registros para *Neoregelia compacta* e *Alcantarea nahoumii*.

Colletotrichum gloeosporioides (Penz.) Penz & Sacc. Attilnst.Veneto Sci. Lett., edArti, Sér. 62: 670 (1884) (Sensulato)

Figura 6

Acérvulos alaranjados a negros, setosos. Conídios oblongos a levemente clavados, obtusos no ápice, 12 – 17 x 5 - 6 µm. Apressórios não observados em meio de cultura.

Distribuição geográfica: Relatado no Norte (Amazonas, Amapá, Rondônia), Nordeste (Bahia, Ceará, Maranhão, Paraíba, Pernambuco), Centro-oeste (Goiás), Sudeste (Minas Gerais, Rio de Janeiro, São Paulo) e Sul (Rio Grande do Sul, Santa Catarina).

Material examinado: BRASIL, BAHIA: Serra da Jiboia, folhas de bromeliaceae *Alcantarea nahoumii*, 15/08/2015, Palha, P. M. G. 12° 51' 14.8" S e 39° 28' 36.4" W. Folhas de *Vriesea bahiana*, 15/08/2015,16/02/2016 Palha, P. M.G. 12° 51' 14.8" S e 39° 28' 36.4" W. Campo Formoso, folhas de *Tillandsia gardneri*, 30/10/2015, Palha, P. M. G. 10° 33' 12.1" S e 40°19' 28.6" W. Camaçari, folhas de *Aechmea victoriana*, 22/05/2015, Palha, P. M. G. 12° 48' 36" S e 38° 15' 24" W. Folhas de *Neoregelia compacta*, 22/05/2015, Palha, P. M. G. 12° 48' 36"S e 38° 15' 24" W. Isolamento direto: Serra da Jiboia, folhas de *Alcantarea nahoumii*, 15/08/2015, Palha, P. M. G. 12° 51'14.8" S e 39° 28' 36.4" W. Campo Formoso, folhas de *Tillandsia gardneri*, 30/10/2015, Palha, P. M. G. 10° 33' 12.1" S e 40°19' 28.6" W.

Colletotrichum gloeosporioides é fitopatogênico, principalmente em regiões tropicais e subtropicais, com grande importância econômica, causando antracnose em plantas em todo seu desenvolvimento (MENEZES, 2006). Esta espécie foi isolada de vários hospedeiros: goiabeira, mangueira, mamoeiro, cajueiro, pinhá, biribá, cajazeira, seringueira, umbu (MARTINS et al., 2005; MENEZES, 2006); maracujazeiro amarelo (MARTINS, PEIXOTO, MELO, 2006), Bromélias, orquídeas, gramíneas (COSTA et al., 2012), pimenta (KEWSUWAN et al., 2014), chá da índia (*Camellia sinensis*) (RABHA et al., 2016). Apenas três trabalhos (PETRINI e DREYFUSS, 1981; MENDES e URBEN, 2009; COSTA et al., 2012) citam a ocorrência desse fungo em bromélias.

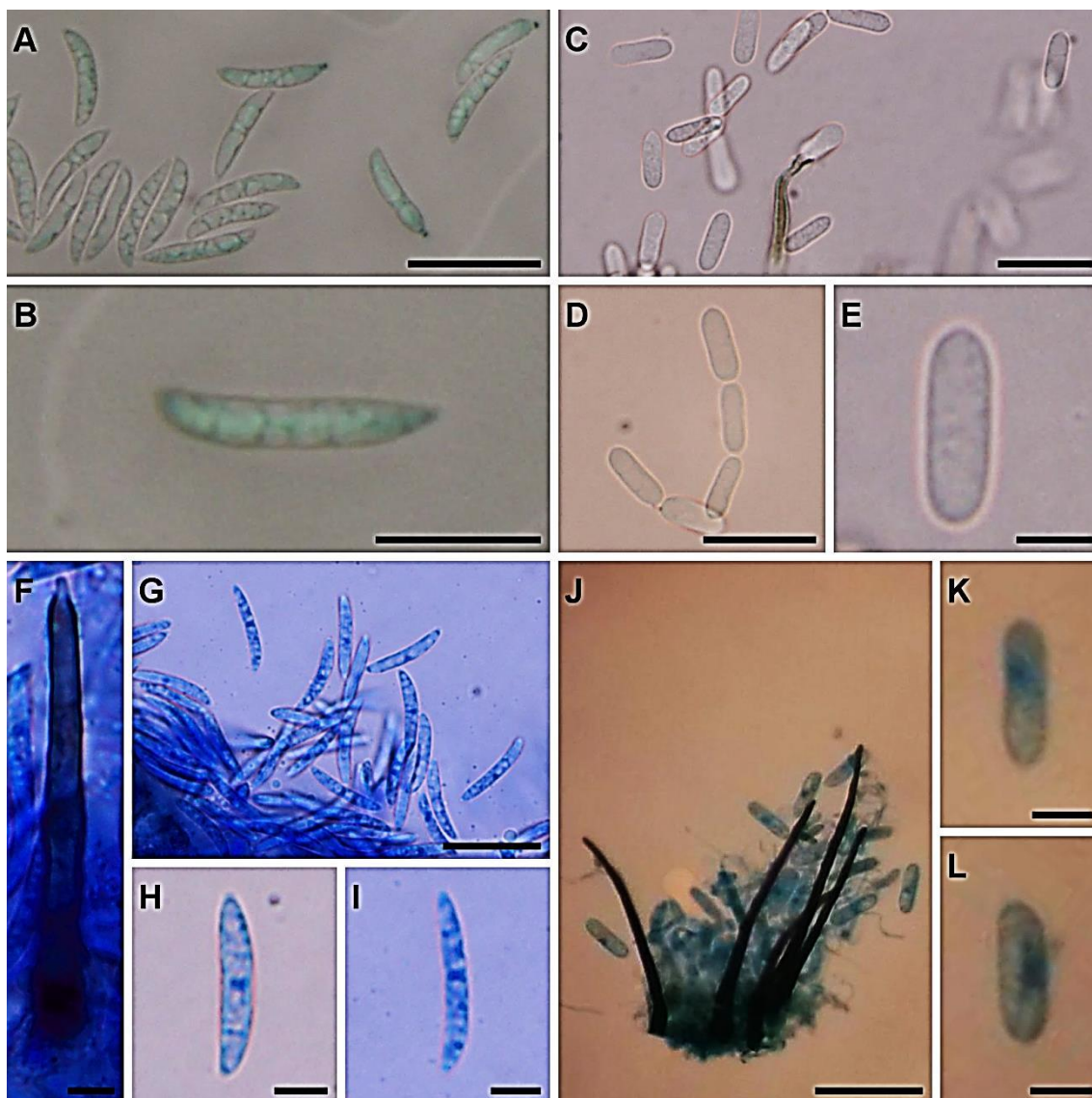


Figura 6. A, B. *Colletotrichum capsici*. C, D, E. *Colletotrichum crassipes*. F, G, H, I. *Colletotrichum dematium*. J, K, L. *Colletotrichum gloeosporioides*. A, B. Conídios; C, D, E. Conídios; F. Seta; G, H, I. Conídios; J. Acérvulo setoso e conídios; K, L. Conídios. Barras = 25 μ m (A); 15 μ m (B); 25 μ m (C, D); 5 μ m (E, F, H, I); 20 μ m (G); 35 μ m (J); 7 μ m (K, L).

***Corynespora* sp.** Figura 7

Setas e hifódios ausentes, conidióforos macronematosos, mononematosos, retos ou flexuosos, castanhos, lisos, 77,5 – 132,5 x 7,5 – 12,5 μ m. Células conidiogênicas integradas, terminais e cilíndricas. Conídios solitários, simples, subhialinos, pseudoseptados, lisos 35 - 92,5 x 5 - 10 μ m.

Distribuição geográfica: Sudeste (Minas Gerais).

Material examinado: BRASIL, BAHIA: Isolamento direto, Camaçari, sobre folhas de *Alcantarea nahoumii* (Leme) J. R. Grant, 21/06/2016, Palha, P. M. G. 12° 48' 36" S e 38° 15' 24" W.

No Brasil o gênero compreende 195 espécies (INDEX FUNGORUM, 2016) registradas em mamoeiro (*Carica papaya*), gergelim (*Sesamum indicum*) e erva mate (*Ilex paraguariensis*) (MENDES e URBEN, 2009).

É a primeira citação deste gênero para *Alcantarea nahoumii*

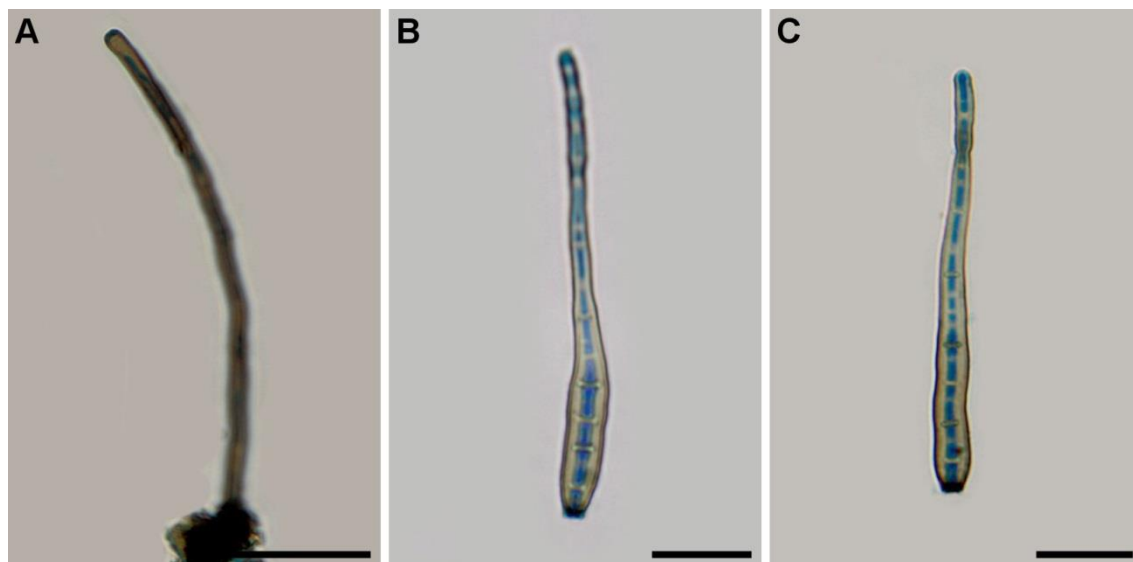


Figura 7. *Corynespora* sp. **A.** Conidióforo; **B, C.** Conídios. Barras = 35 μ m (A); 10 μ m (B, C).

Curvularia eragrostidis (Henn.) J.A. Mey., Publ. Inst. Nat. Étude agron. Congo belge, Sér. Sci. 75: 183 (1959) Figura 8

Conidióforos macronematosos, mononematosos, retos ou levemente flexuosos, septados, não ramificados, lisos, castanhos claros, 125 - 200 μ m; células conidiogênicas, integradas, terminais, simpodiais, cilíndricas. Conídios solitários, 3 septados, septo mediano marcante, elipsoidais a doliformes, simples, retos, secos, lisos, 15 - 22,5 x 10 - 12,5 μ m.

Distribuição geográfica: Nordeste (Bahia).

Material examinado: BRASIL, BAHIA: Serra da Jiboia, folhas de *Aechmea* sp., 16/02/2016, Palha, P.M.G. 12° 51' 14.8" S e 39° 28' 36.4" W. Isolamento direto: Camaçari Sobre folhas de *Alcantarea nahoumii* (Leme) J. R. Grant, 21/01/2016, Palha, P.M.G. 12° 48' 36" S e 38° 15' 24" W.

Curvularia eragrostidis é conhecido como agente casual de manchas em diversas plantas (BAGAWARIL et al., 2015), sendo relatada em: *Acacia aulacocarpa*, *Ficus* sp., *Eucalyptus globulosus*, *Eucalyptus tereticornis*, *Pinus*

patula (MANAMGODA et al., 2011). Primeiro registro para os hospedeiros estudados.

Curvularia inaequalis (Shear) Boedijn, Bull. Jard. Bot. Buitenz, 3 Sér. 13(1): 129 (1933) Figura 8

Conidióforo macronematoso, mononematoso, reto ou flexuoso 85 – 97 x 2,5 - 5. Células conidiogênicas integradas, terminal, simpodial, cilíndrica. Conídios retos ou levemente curvados e geniculados com hilo pouco protuberante 22,5 - 40 x 12,5 µm.

Distribuição geográfica: nordeste (Bahia)

Material examinado: BRASIL, BAHIA: Isolamento direto, Camaçari, sobre folhas de *Neoregelia compacta* (Mez) L. B. Sm., 21/01/2016, Palha, P. M. G. 12° 48' 36" S e 38° 15' 24" W.

Essa espécie é citada em Mendes e Urben (2009) em *Gossypium hirsutum* L. (Malvaceae) algodão e em sementes de *Ocimum basilicum* L. (Lamiaceae) manjerição. É o primeiro registro para o hospedeiro estudado (*Neoregelia compacta* (Mez) L. B. Sm.).

Curvularia pallescens Boedijn, Bull. Jard. Bot. Buitenz, 3 Sér. 13 (1): 127 (1933) Figura 8

Colônias pardas a pardas escuras. Conidióforos retos, pardo pálidos, comprimento até 200 x 2,5 µm. Células conidiogênicas integradas, terminal, simpodial, cilíndrica. Conídios retos ou pouco curvados, elipsoides, claviformes com 3 septos, lisos 17,5 – 25 x 7,5 – 10 µm, hilo não protuberante.

Distribuição geográfica: Bem distribuída nos trópicos e subtropicais (ELIS, 1971; FREIRE et al., 1998).

Material examinado: BRASIL, BAHIA: Camaçari, folha de *Aechmea victoriana* L. B. Sm, 21/01/2016, Palha, P. M. G. 12° 48' 36" S e 38° 15' 24" W, folhas de *Neoregelia compacta* (Mez) L.B.Sm, 21/01/2016, Palha, P. M. G. 12° 48' 36" S e 38° 15' 24" W. Isolamento direto: Camaçari, Sobre folhas de *Alcantarea nahoumii* (Leme) J. R. Grant, 21/01/2016, Palha, P. M. G. 12° 48' 36" S e 38° 15' 24" W.

C. pallescens foi isolado de vários vegetais: bromeliáceas (PETRINI e DREYFUSS, 1981), caupí (RODRIGUES e MENEZES, 2002), e plantas

medicinais (RAVIRAJA, 2005). Espécie é sapróbia, isolada em manchas foliares de plantas vivas que possuem grande valor econômico (MENDES et al., 1998).

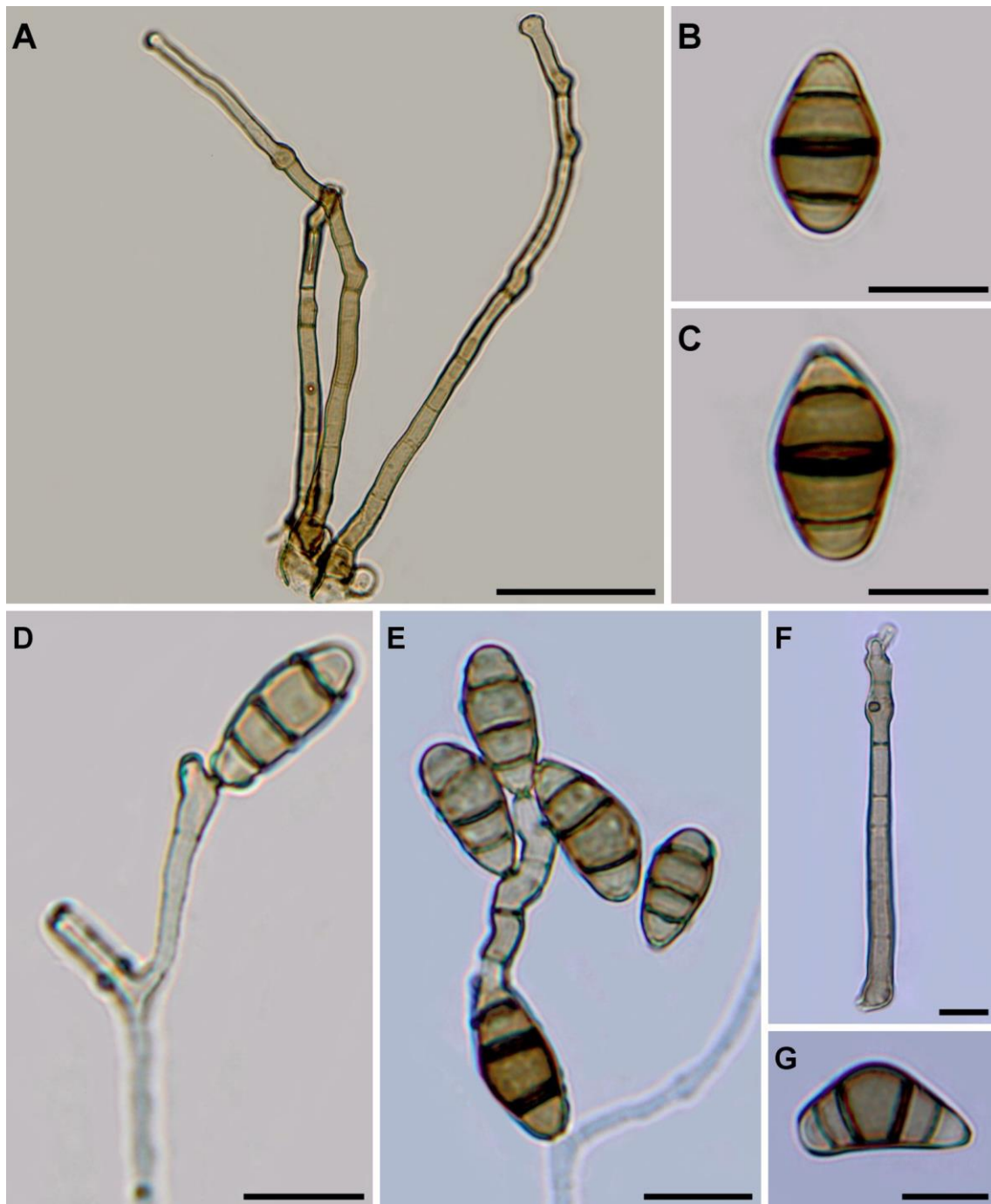


Figura 8. A, B, C. *Curvularia eragrostidis*; A. Conidióforo; B, C. Conídios; D, E. *Curvularia pallescens*; D. Conidióforo e conídios E. Conídios; F, G. *Curvularia inaequalis*; F. Conidióforo; G. Conídio. Barras = 20 μm (A); 15 μm (B, C, G); 10 μm (D, E); 5 μm (F).

Fusarium oxysporum E. F. Sm. & Swingle Saccardo`s Syll. Fung. XXII: 1477

Figura 9

Colônias esbranquiçadas, planas com reverso róseo a roxo. Macroconídios com 3 - 4 septos, encurvados a falcados, de extremidades agudas, 18 - 38 x 2,0- 3,0 µm, microconídios abundantes 4 - 9 x 2 µm.

Distribuição geográfica: Relatado no Norte (Pará), Nordeste (Bahia, Paraíba, Pernambuco), Sudeste (Rio de Janeiro, São Paulo) e Sul (Rio Grande do Sul, Santa Catarina).

Material examinado: BRASIL, BAHIA: Isolamento direto, Camaçari Sobre folha de *Aechmea victoriana* L. B. Sm, 22/05/2015, Palha, P. M. G. 12° 48' 36" S e 38° 15' 24" W.

Fusarium oxysporum é um dos micro-organismos mais destrutivos de plantas ornamentais, desenvolve-se no solo e infecta plantas ornamentais durante a produção ou pós-colheita (LECOMTE et al., 2016). Essa espécie morfológicamente conhecida como um complexo de espécies devido a sua diversidade filogenética (O'DONNELL et al., 2009), é responsável pela podridão em plantas (DEAN et al., 2012). Primeiro registro para *Aechmea victoriana*.



Figura 9. *Fusarium oxysporum*. Macronídio, Barra = 10 µm.

Glomerella cingulata (Stonemam) Spauld. & H. Schrenk, Schrenk & Spaulding, Science, N. Y. 17: 751 (1903). Figura 10

Colônias planas, brancas a negras. Peritécios subglobosos, ostiolados, castanhos a negros. Ascospórios unitunicados, clavados, octospóricos 50 - 61 x 9 - 10. Ascósporos bisseriados, gutulados, hialinos, pouco curvado 16 - 17 x 5 - 9.

Distribuição geográfica: Nordeste (Bahia, Maranhão Pernambuco), Centro-oeste (Brasília), Sudeste (Minas Gerais).

Material examinado: BRASIL, BAHIA: Camaçari, folhas de *Aechmea victoriana*, 22/05/2015, Palha, P.M.G. 12° 48' 36" S e 38° 15' 24" W. Serra da Jiboia, folhas de *Vriesea bahiana*, 15/08/2015, Palha, P. M. G. 12° 51' 14.8" S e 39° 28' 36.4" W.

Glomerella cingulata é anamorfo de *Colletotrichum gloeosporioides* causa antracnose em inúmeras plantas (URRUTIA et al., 2002; DENANCÉ et al., 2013; NOGUEIRA e BRIOSO, 2015; WANG et al., 2016). Foi registrada em bromélias por PETRINI e DREYFUSS, (1981) e COSTA et al., (2012).

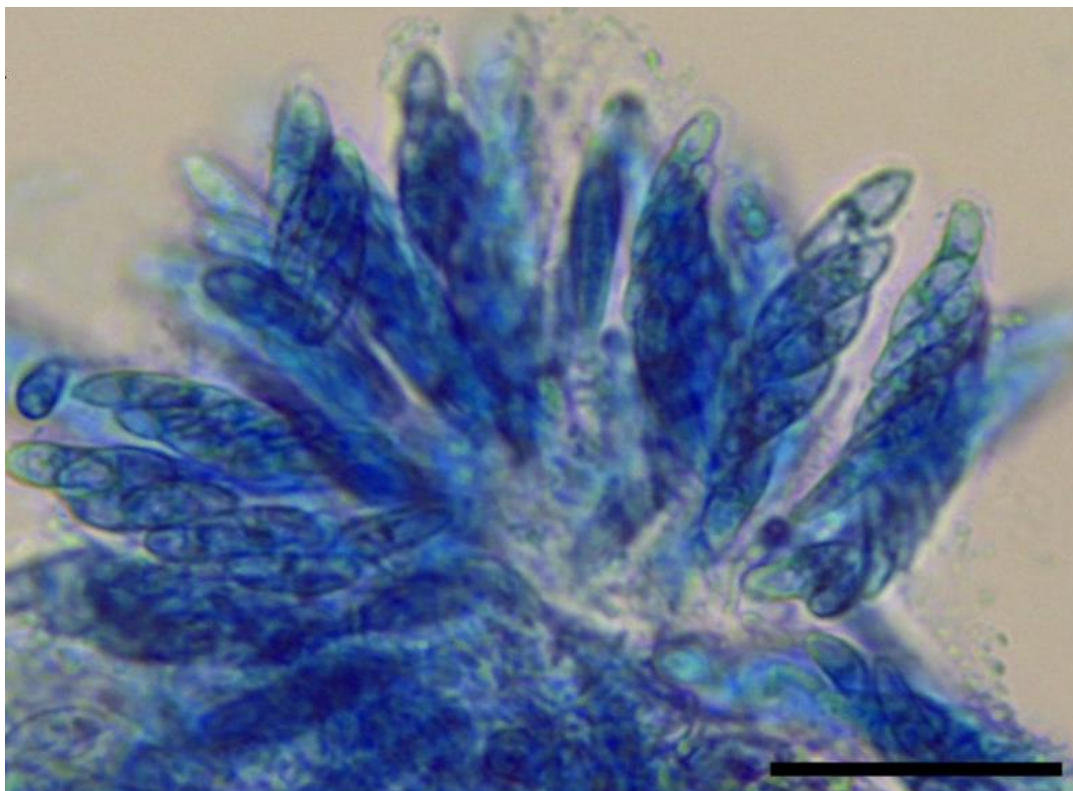


Figura 10. *Glomerella cingulata*. Asco, Ascósporos. Barra = 30 µm.

***Guignardia* sp. Anamorfo (*Phyllosticta*). Figura 11**

Colônias crespas esverdeadas a cinzentas, com crescimento lento. Pseudotécios globosos a subglobosos, ostiolados, solitários estromáticos. Ascus bitunicados clavados a cilíndricos com 8 esporos 50 – 53 x 9. Ascósporos unicelulares, levemente curvados, hialinos, gutulados 11 – 18 x 3 – 5,8 µm.

Distribuição geográfica: Nordeste (Bahia, Maranhão, Pernambuco), Norte (Amazonas, Tocantins, Pará),

Material examinado: BRASIL, BAHIA: Camaçari, folhas de *Neoregelia compacta* (Mez) L. B. Sm, 22/05/2015, Palha, P.M.G. 12° 48' 36" S e 38° 15' 24" W.

O gênero *Guignardia* (anamorfo *Phyllosticta*) compreende 344 espécies (INDEX FUNGORUM, 2016), endófitas e patogênicas tais como: *G. citricarpa*, *G. psidii* (TOZELLO e RIBEIRO, 1998) e *G. mangiferae* (RODRIGUES et al., 2004), além de outras reportadas em diversas plantas tropicas (WICKERT et al., 2009; 2014). Este é o primeiro registro de *Guignardia* para *Neoregelia compacta* e para família Bromeliaceae.

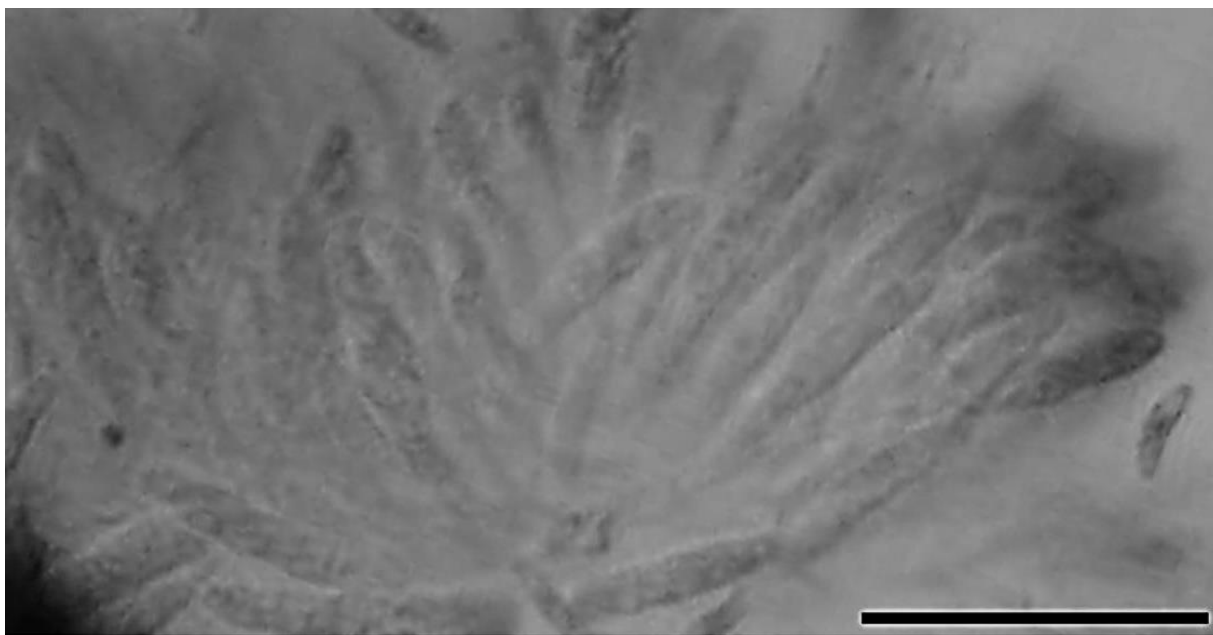


Figura 11. *Guignardia* sp. A. Ascus e ascósporo; Barras = 50 µm (A).

***Hypoxylon* sp. Figura 12**

Colônias aveludadas, planas, marrons a negras. Conidióforos retos, ramificados, septados, verrucosos. Células conidiogênicas cilíndricas, lisas, hialinas. Conídios elipsóides, lisos, levemente pigmentados, 3 - 7 x 2 - 4 µm.

Distribuição geográfica: Norte (Amazonas), Nordeste (Bahia, Paraíba, Pernambuco), Centro-oeste (Mato Grosso), Sudeste (Rio de Janeiro, São Paulo), Sul (Rio Grande do Sul, Santa Catarina).

Material examinado: BRASIL, BAHIA: Campo Formoso, folhas de *Aechmea aquilega*, 18/07/2015, Palha, P. M.G. 10° 33'12. 1" S e 40°19'28. 6" W, folhas de *Tillandsia gardneri*, 30/10/2015, Palha, P. M. G. 10° 33'12. 1" S e 40°19'28. 6" W, folhas de *Hohenbergia catingae*, 30/10/2015, Palha, P. M. G. 10° 33' 12.1" S e 40°19' 28.6" W.

Gênero isolado de Bromeliaceae (PETRINI e DREYFUSS, 1981; COSTA et al., 2012), pinheiro (*Pinus taeda*) e capim meladinho (*Stylosanthes guianensis*) (MENDES e URBEN, 2009). Existem aproximadamente 1173 espécies descritas para este gênero no Index Fungorum (2016). A identificação das espécies se baseia nas estruturas sexuais.



Figura 12. *Hypoxylon* sp. **A.** Conidióforo ramificado; **B.** Conídios. Barras =10 μ m (A); 5 μ m (B).

Lembosina sp. Figura 13

Colônias superficiais, epífilas, efusas, pardas, de contorno indefinido.

Micélio ralo, formado por hifas retas a subretas, ramificadas, delgadas, castanhos, septadas, lisas, não hifopodiadas; Micélio imerso, presente.

Histeriotécios superficiais, geralmente lineares, ocasionalmente em forma de Y, escutelares, dispersos 400 – 800 x 60 – 130 μm ; parede superior de textura pseudoparênquimática, 3-4 μm de espessura, formada de células retangulares, radiadas; bordos inteiros, 5 - 7 μm de espessura.

Ascospores ovóides ou subglobosos, bitunicados, 8 ascóspores, 17,5 – 27,5 x 10 – 17,5 μm , paralelos, parafisóides hialinas, filiformes e não ramificadas.

Ascóspores oblongos a fusiformes, unisseptados, levemente constrictos nos septos, hialinos quando imaturos, ficando castanhos na maturidade, lisos, 15 – 17,5 x 5 μm .

Morfo assexual não observado.

Material escasso.

Distribuição geográfica: Norte (Amapá), Nordeste (Bahia, Maranhão), Centro-oeste (Distrito Federal) e Sul (Santa Catarina).

Material examinado: BRASIL, BAHIA: Isolamento direto Serra da Jiboia, folhas de *Vriesea bahiana* Leme, 15/08/2015, 16/02/2016 Palha, P. M. G. 12° 51' 14.8" S e 39° 28' 36.4" W.

Lembosina alyxiae é uma espécie próxima, porém difere pelo histeriotécio menor (200 - 475 μm), ascospores maiores (20 - 38 μm) e ascóspores menores (9,5 - 12,5 x 3,5 – 12,5 μm) (SIVANESAN e SHIVAS, 2002). Estudos moleculares são necessários para identificação correta desta espécie que pode ser nova para a ciência. É o primeiro registro do gênero para o hospedeiro estudado (*Vriesea bahiana*).

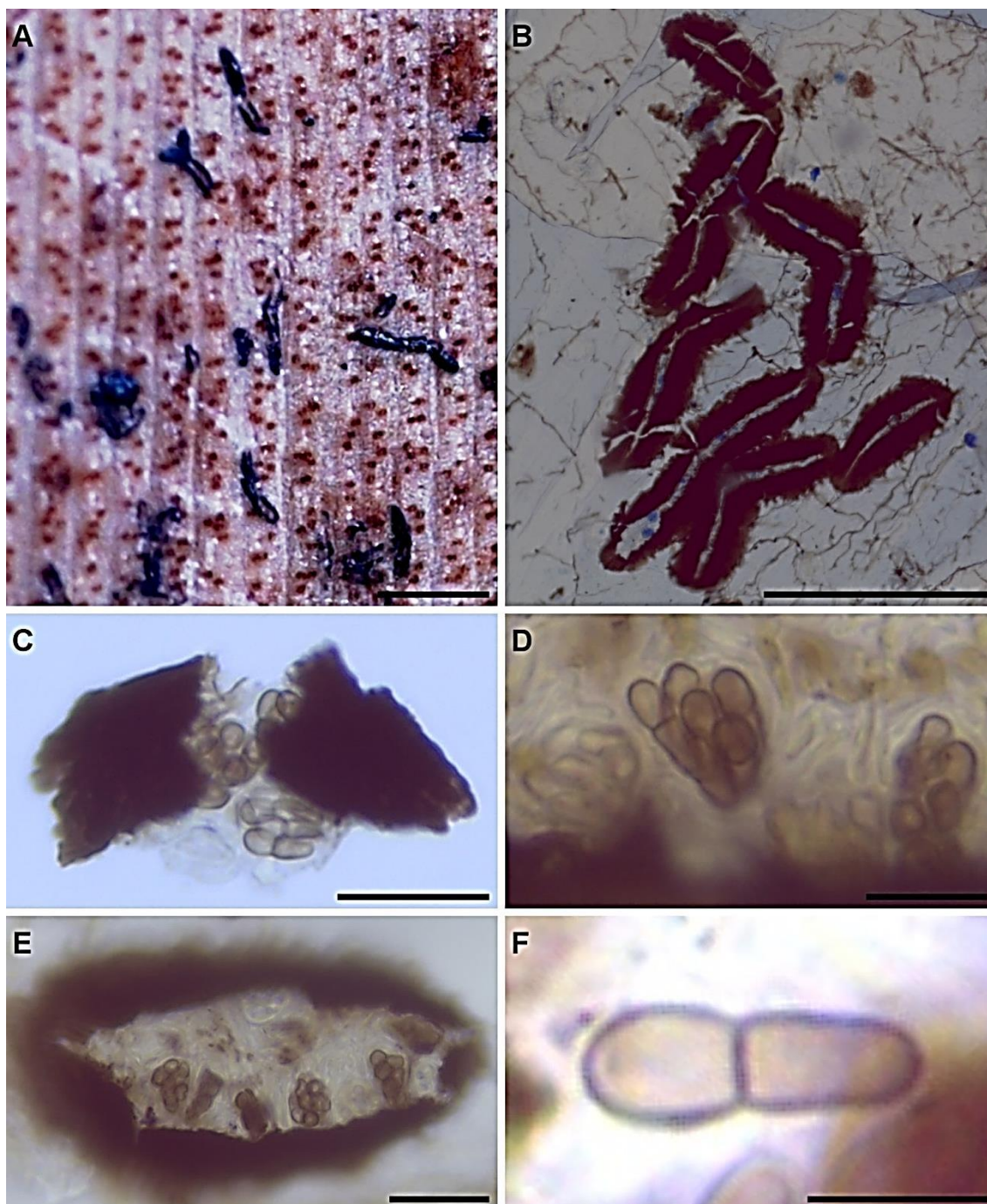


Figura 13. *Lembosina* sp. **A.** Hábito; **B.** Histeriotécios; **C.** Corte do Histeriotécio e ascósporos; **D.** Ascós e ascósporos imaturos; **E.** Abertura do histeriotécio mostrando os ascós; **F.** Ascósporo. Barras = 400 μ m (A); 200 μ m (B); 30 μ m (C); 15 μ m (D); 50 μ m (E); 10 μ m (F).

Massarina sp. Figura 14

Peritécios imersos, 106,4 – 150 x 185 µm, com ostíolo, cilíndrico, sem setas. Paredes 12 - 19,4. Ascospórios bitunicados, clavados, com 8 ascóspórios, geralmente bisseriados, paráfises filiformes, ramificadas, septadas, abundantes. Ascospórios hialinos, elipsóides, fusiformes com bainha mucosa espessa, 40-50 x 12 - 14µm.

Distribuição geográfica: Nordeste (Bahia), Sudeste (Minas Gerais).

Material examinado: BRASIL, BAHIA: Isolamento direto, Camaçari, Sobre folhas de *Alcantarea nahoumii* (Leme) J. R. Grant, 21/01/2016, Palha, P. M. G. 12° 48' 36" S e 38° 15' 24" W.

Massarina é assemelhado a *Lophiostoma* na morfologia, mas estudos moleculares mostram que é um gênero polifilético. Algumas espécies com ascóspórios fusiformes foram transferidas para *Lophiostoma*. *Massarina* ficou apenas com espécies de ascóspórios amplos, fusiformes a elipsóides (CAI, HYDE e TSUI, 2006).

A maioria das espécies de *Massarina* é sapróbia ocorrendo em madeira, com vários representantes em habitats terrestres ou aquáticos. No entanto, pouco se sabe sobre a gama de hospedeiros deste gênero, algumas espécies parecem estar restritas às palmeiras (APTROOT, 1998; CAI, HYDE e TSUI, 2006). É o primeiro registro deste gênero para o hospedeiro *Alcantarea nahoumii*.

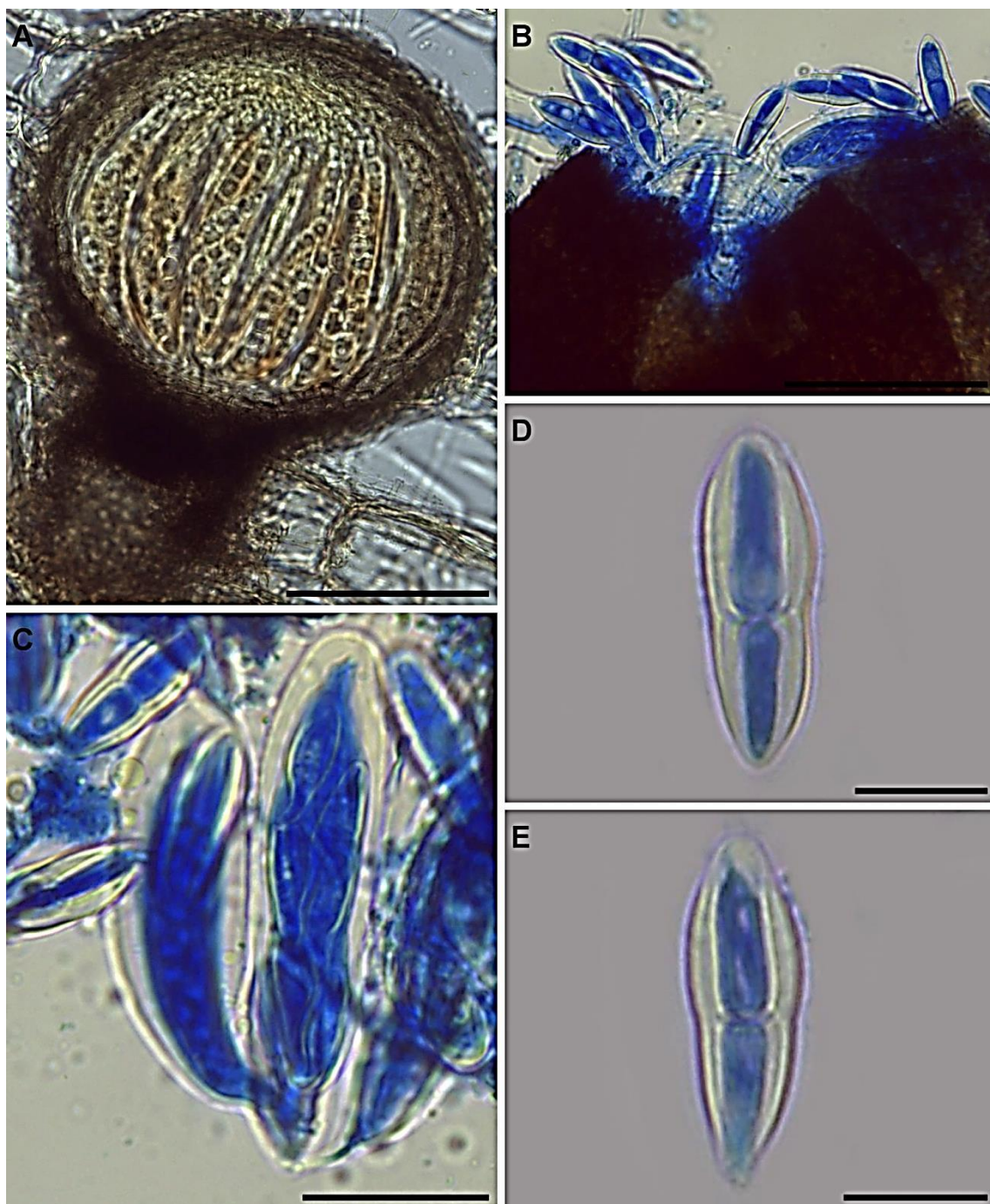


Figura 14. *Massarina* sp. **A.** Corte de um ascoma fértil; **B.** Ascósporos saindo de ascoma esmagado; **C.** Ascós; **D, E.** Ascósporos. Barras = 90 μm (A, B); 50 μm (C); 25 μm (D, E).

Nigrospora oryzae (Berk. & Broome) Petch, J. Indian.Bot. Soc. 4: 24 (1924)

Figura 15

Colônias flocosas, negras. Conidióforos simples, castanhos 22 – 50 x 3 - 4. Célula conidiogênica dilatada 8 – 11 x 6 - 8. Conídios negros, lisos, subglobosos, unicelulares 10 - 15µm.

Distribuição geográfica: Nordeste (Bahia, Pernambuco), Sudeste (Minas Gerais, São Paulo).

Material examinado: BRASIL, BAHIA: Campo Formoso, folhas de *Aechmea aquilega*, 18/07/2015, 30/10/2015, Palha, P. M. G. 10° 33' 12.1" S e 40°19'28.6" W, folhas de *Tillandsia gardneri*, 18/07/2015, Palha, P. M. G. P. 10° 33'12.1" S e 40°19'28.6" W, folhas de *Hohenbergia catingae*, 18/07/2015, 30/10/2015, Palha, P. M. G. 10° 33'12.1" S e 40°19'28.6" W. Serra da Jiboia, folhas de *Alcantarea nahoumii*, 15/08/2015, 16/02/2016, Palha, P. M. G. 12° 51' 14.8" S e 39° 28' 36.4" W. Folhas de *Vriesea bahiana*, 16/02/2016 Palha, P. M. G. 12° 51' 14.8" S e 39° 28' 36.4" W. Folhas de *Aechmea* sp., 16/02/2016, Palha, P. M. G. 12° 51'14.8" S e 39° 28' 36.4" W. Camaçari, folha de *Aechmea victoriana*, 21/01/2016, Palha, P. M. G. 12° 48' 36" S e 38° 15' 24" W, folhas de *Neoregelia compacta*, 22/05/2016, 21/01/2016, Palha, P.M.G. 12° 48' 36" S e 38° 15' 24" W, folhas de *Alcantarea nahoumii*, 22/05/2016, 21/01/2016, Palha, P. M. G. P. 12° 48' 36" S e 38° 15' 24" W.

Nigrospora é um fungo decompositor que ocorre em vegetais senescentes (KOIDE, OSONO E TAKEDA, 2005). *Nigrospora oryzae* é registrado como endófito em folhas sadias de roseiras, (SALAZAR e GARCIA, 2005). Também é relatado em mangueira (JOHNSON et al., 1992), palmeiras (*Licuala* spp.) (FROHLICH, HYDE e PETRINI, 2000); cajueiro (FREIRE e BEZERRA, 2001), gravioleira (*Annona muricata*) (SILVA et al., 2006), picão preto (*Bidens pilosa*), aroeira (*Astronium urundeuva*), arroz (*Oryza sativa*), trigo (*Triticum aestivum*), em milho (*Zea mays*) causando podridão da espiga e podridão do colmo. É citado também em *Heliconia biha* e *Miconia cabussu* (MENDES e URBEM, 2009). No presente trabalho essa espécie foi encontrada em folhas de *Aechmea aquilega*, *Tillandsia gardneri*, *Hohenbergia catingae*, *Alcantarea nahoumii*, *Vriesea bahiana*, *Aechmea* sp., *Aechmea victoriana*, *Neoregelia compacta*, sendo o primeiro registro dessas espécies em bromélias.

Nigrospora sacchari (Speg.) E. W. Mason, Trans. Br. Mycol. Soc. 12 (2 – 3): 161 (1927) Figura 15

Colônias negras. Células conidiogênicas solitárias, discretas 9 – 13, 5 x 7 Conidióforos septados, castanhos, micronematosos, flexuosos, lisos. Conídios solitários, simples, esféricos ou elipsóide, pretos, lisos, não septados 17 - 25 x 10 - 21 µm.

Distribuição geográfica: Nordeste (Pernambuco)

Material examinado: BRASIL, BAHIA: Campo Formoso, folhas de *Aechmea aquilega*, 18/07/2015, Palha, P. M. G. 10° 33' 12.1" S e 40°19'28.6" W, folhas de *Hohenbergia catingae.*, 30/10/2015, Palha, P. M. G. P. 10° 33'12.1" S e 40°19'28.6" W. Serra da Jiboia, sobre folhas de *Aechmea* sp., 15/08/2015, Palha, P.M.G. 12° 51'14.8" S e 39° 28' 36.4" W. Isolamento direto: Camaçari, Material examinado: BRASIL, BAHIA: Sobre folhas de *Alcantarea nahoumii*, 22/05/2015, Palha, P. M. G. 12° 48' 36"S e 38° 15' 24" W.

Segundo Mendes e Urbem (2009) *Nigrospora sacchari* foi registrado apenas em *Paspalum fasciculatum* no Brasil. É o primeiro registro para Bromeliaceae.

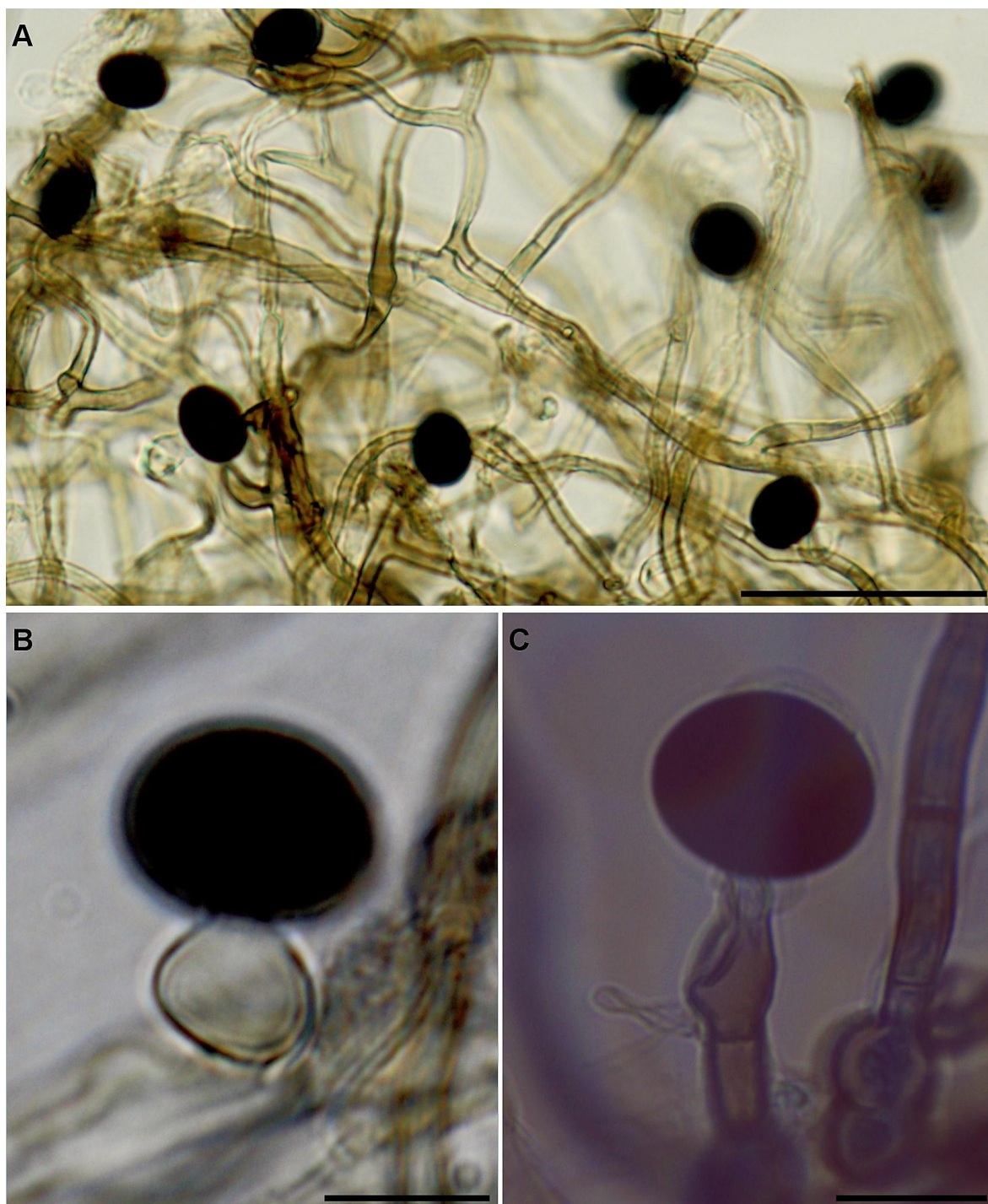


Figura 15. A, B. *Nigrospora oryzae*. A. Aspecto geral; B. Célula conidiogênica e conídio; C. *Nigrospora sacchari*, Célula conidiogênica, conidióforo e Conídio; Barras = 35 μm (A); 5 μm (B, C).

***Passalora* sp. Figura 16**

Colônias negras, puerulentas, epífilas, micélio imerso. Conidióforos: castanhos ou castanhos escuros, fasciculados, cilíndricos, septados, lisos, geniculadas – nodosos, ramicados, 147,5 - 212,5 μm , largura 2,5 - 5 μm . Célula conidiogênica

intercalar ao longo do conidióforo. Conídios: cilíndricos, lisos, não constrictos, 1-3 septos, catenulados, 15 – 25 x 7,5 µm, cadeias simples ou bifurcadas. Material escasso.

Distribuição geográfica: Nordeste (Bahia).

Material examinado: BRASIL, BAHIA: Isolamento direto, Camaçari, sobre folhas de *Neoregelia compacta* (Mez) L. B. Sm, 21/01/2016, Palha, P. M. G. 12° 48' 36" S e 38° 15' 24" W.

Isolada na Bahia em *Cyathula prostrata* (BEZERRA, COSTA e LIPARINI, 2012). Existem aproximadamente 721 táxons descritos no Index Fungorum (2016) para o gênero. Primeiro registro deste gênero para o hospedeiro estudado (*Neoregelia compacta*).

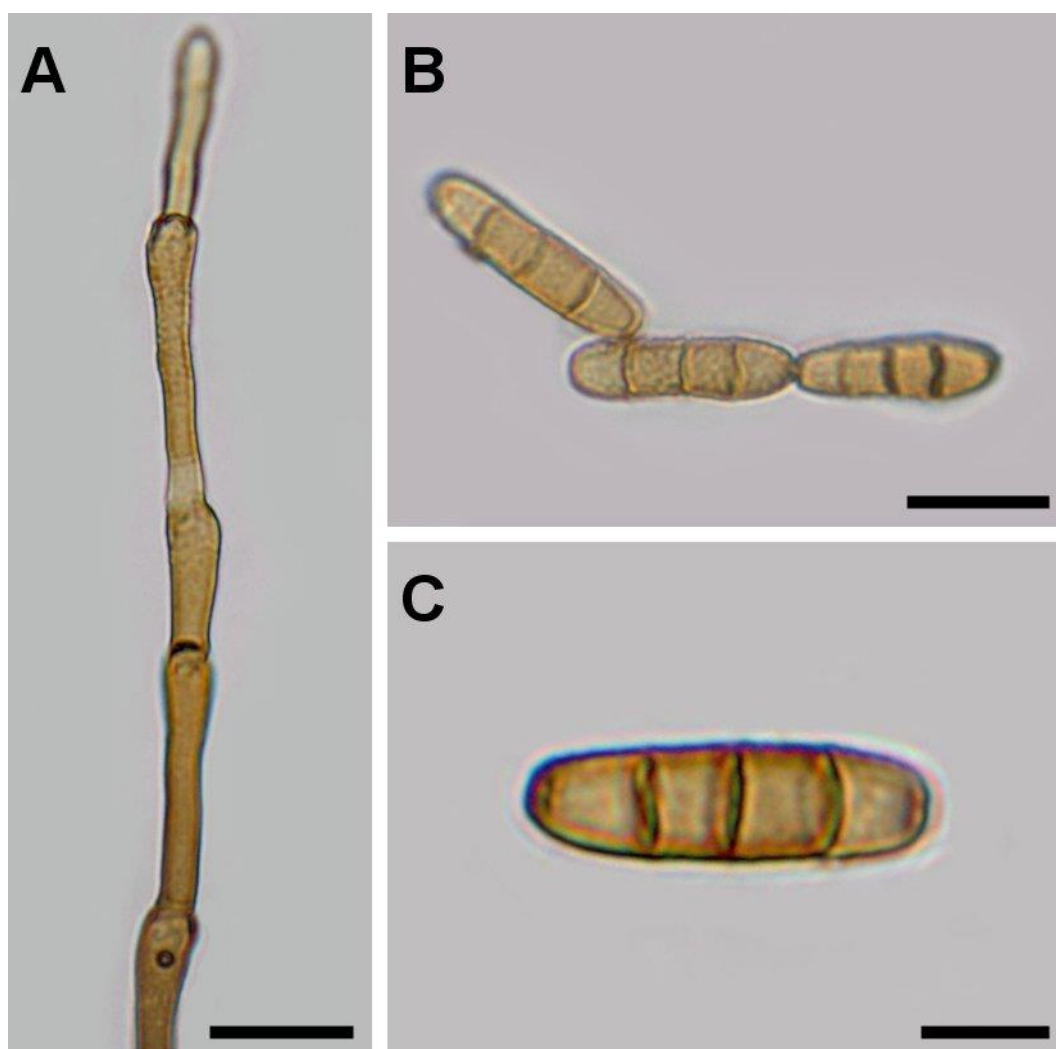


Figura 16. *Passalora* sp. **A.** Conidióforo nodoso; **B, C.** Conídios. Barras = 10 µm (A); 5 µm (B, C).

Pestalotiopsis palmarum (Cooke) Steyaert, Bull. Jard. Bot. ÉtatBrux. 19 (3): 322 (1949) Figura 17

Colônias brancas. Acérvulos enegrecidos. Conídios retos ou curvados, 5 células, versicolores 18 - 23 x 5 - 7, com 2 apêndices apicais 7 - 25 µm e 1 basal 3 - 5 µm de comprimento.

Distribuição geográfica: Nordeste (Pernambuco), Centro-oeste (Brasília).

Material examinado: BRASIL, BAHIA: Campo Formoso, sobre folhas de *Aechmea aquilega*, 18/07/2015, Palha, P. M. G. 10° 33' 12.1" S e 40°19'28.6" W. Folhas de *Hohenbergia catinae*, 18/07/2015, Palha, P. M. G. 10° 33'12.1" S e 40°19'28.6" W. Camaçari, sobre folhas de *Alcantarea nahoumii*, 22/05/2015, Palha, P. M.G. 12° 48' 36"S e 38° 15' 24" W. Folha de *Aechmea victoriana*, 22/05/2015, Palha, P. M. G. 12° 48' 36"S e 38° 15' 24" W sobre folhas de *Neoregelia compacta*, 22/05/2015, Palha, P. M.G. 12° 48' 36"S e 38° 15' 24" W. Serra da Jiboia, sobre folhas de *Vriesea bahiana*, 15/08/2015, 16/02/2016, Palha, M. G. P. 12° 51' 14.8" S e 39° 28' 36.4" W. Isolamento direto: Camaçari, BRASIL, BAHIA: Sobre folhas de *Alcantarea nahoumii*, 22/05/2015, Palha, P.M. G. 12° 48' 36" S e 38° 15' 24" W. Serra da Jiboia, folhas de *Alcantarea nahoumii*, 15/08/2015, Palha, P. M. G. 12° 51' 14.8" S e 39° 28' 36.4" W.

Pestalotiopsis é um gênero que ocorre em vários substratos (WANG, GUO E HYDE, 2005). Várias espécies deste gênero são patógenos facultativos, (ZHANG, XU E GE, 2003), ou endófitos (JOSHI et al., 2009). *Pestalotiopsis* sp. foi isolado de *Euterpe oleracea* (RODRIGUES e SAMUELS, 1990), de *Musa* sp. (PHOTITA et al.,2001) e de umbuzeiro (FREIRE e BEZERRA, 2001), como endófitico. Como patógeno é relatado em *Camellia sinensis* no sul da Índia causando Queima Cinza (JOSHI et al., 2009); no Brasil, podridão branca em florestas de eucaliptos na Bahia, Espírito Santo, Minas Gerais, Rio Grande do Sul, São Paulo, Pará (ALONSO et al., 2007). Em plantas ornamentais *Pestalotiosis maculans* causando desfolha em dois espécimes *Arbutus unedo* e *Ceratonia siliqua* (TRAPERO et al.,2003), *Pestalotiopsis guepinii* no antúrio (*Anthurium andraeanum*) (AMORIM, 1999); *P. pauciseta* em helicônia, causando lesões em folhas e inflorescências (SERRA; COELHO, 2007); na palmeira rabo-de-peixe (*Caryota mitis*) (PESSOA et al., 2008). É o primeiro registro para as Bromeliáceas estudadas.

Pestalotiopsis palustris Nag Raj, Coelomycetous Anamorphs with Appendage-bearing conidia (Ontario): 645 (1993) Figura 17

Acérvulos enegrecidos. Conídios concolores, claviformes, com 4 septos, levemente constrictos, 17,5 - 22,5 x 5 µm, com 2-3 apêndices apicais, 12,5 - 20 µm de comprimento e 1 basal de 3,0 – 5,0 µm de comprimento.

Distribuição geográfica: Itália e no Brasil

Material examinado: BRASIL, BAHIA: Campo Formoso, sobre folhas de *Aechmea aquilega*, 18/07/2015, Palha, P. M. G. 10° 33' 12.1" S e 40°19' 28.6" W. Folhas de *Hohenbergia catingae*, 18/07/2015, Palha, P. M. G. 10° 33' 12.1" S e 40°19'28.6" W.

É o primeiro registro para os hospedeiros estudados *Aechmea aquilega* e *Hohenbergia catingae*.

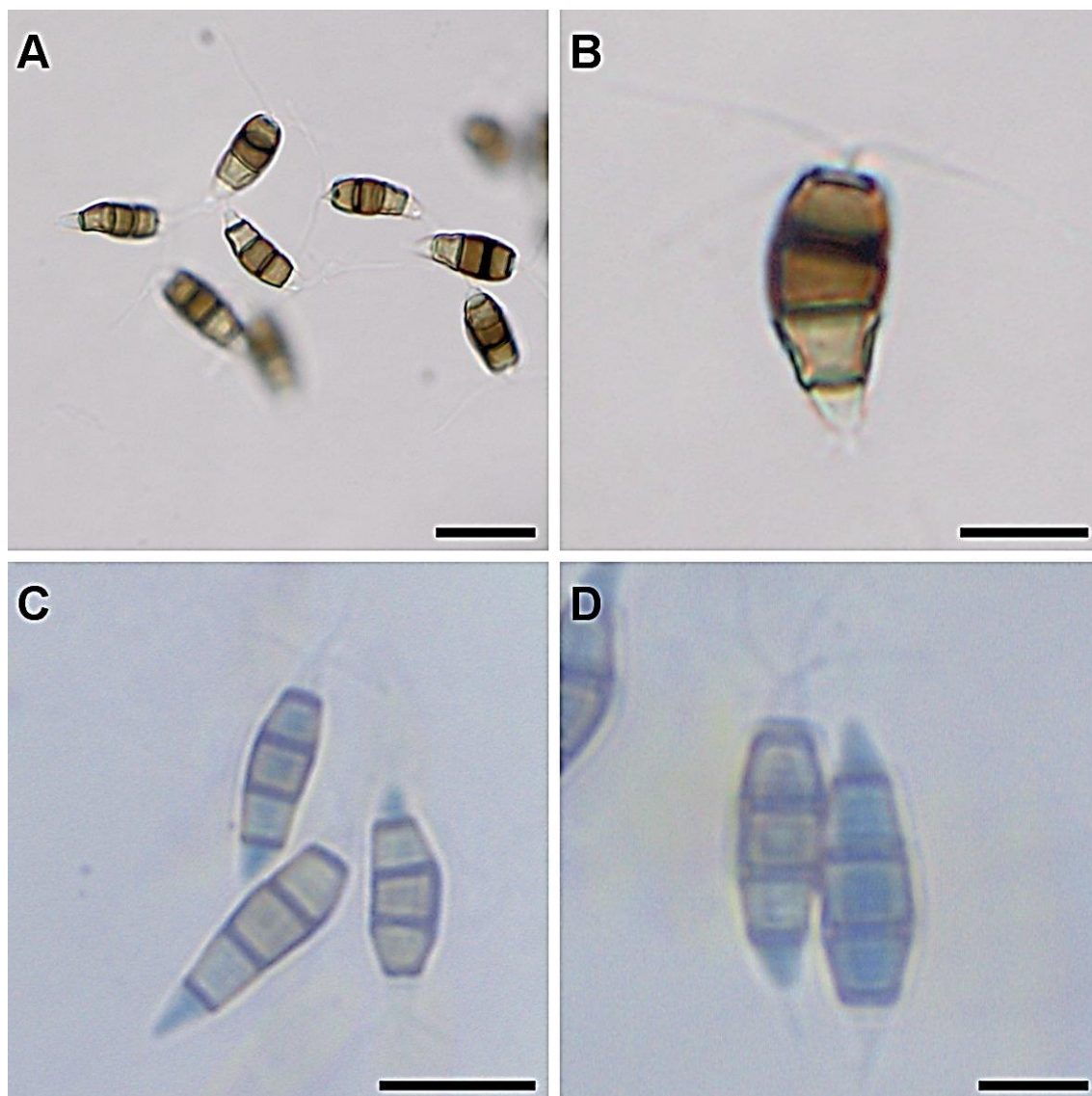


Figura 17. **A, B.** *Pestalotiopsis palmarum*; **C, D.** *Pestalotiopsis palustris*; **A, B.** Conídios com 2 apêndices apicais, 1 basal; **C, D.** Conídios com 3 apêndices apicais, 1 basal. Barras = 20 μm (A); 10 μm (B); 10 μm (C); 5 μm (C).

Phomopsis archeri B. Sutton, *The Coelomycetes* (Kew): 571 (1980)
(=*Phomopsis pittospori*) Figura 18

Colônias esbranquiçadas, flocosas. Conídios α elipsoides e obtusos 8,8 – 8,9 x 2,3 - 3,2 μm , Conídios β reto 29,9 – 51,6 x 0,98 μm .

Distribuição geográfica: Brasil (PE), China, Hong Kong, Reino Unido, Uruguai, EUA

Material examinado: BRASIL, BAHIA: Camaçari Sobre folha *Aechmea victoriana*, 22/05/2015, 21/01/2016, Palha, P. M. G. 12° 48' 36" S e 38° 15' 24" W, sobre

folhas de *Neoregelia compacta* 22/05/2015, Palha, P. M. G. 12° 48' 36" S e 38° 15' 24"

Phomopsis ocorre em plantas como patógeno, sapróbio e endofítico (UDAYANGA et al., 2011). Como endofítico é citado por vários autores: (PETRINI e DREYFUSS, 1981; RODRIGUES e MENEZES, 2002; RUBINI et al., 2005; MAGALHÃES et al., 2008; LUO et al., 2016). *Phomopsis archeri* foi isolada de folhas de *Laguncularia racemosa* (COSTA, 2003) e *Pittosporium tenuifolium* (UDAYANGA et al., 2011). É o primeiro registro para estes hospedeiros.

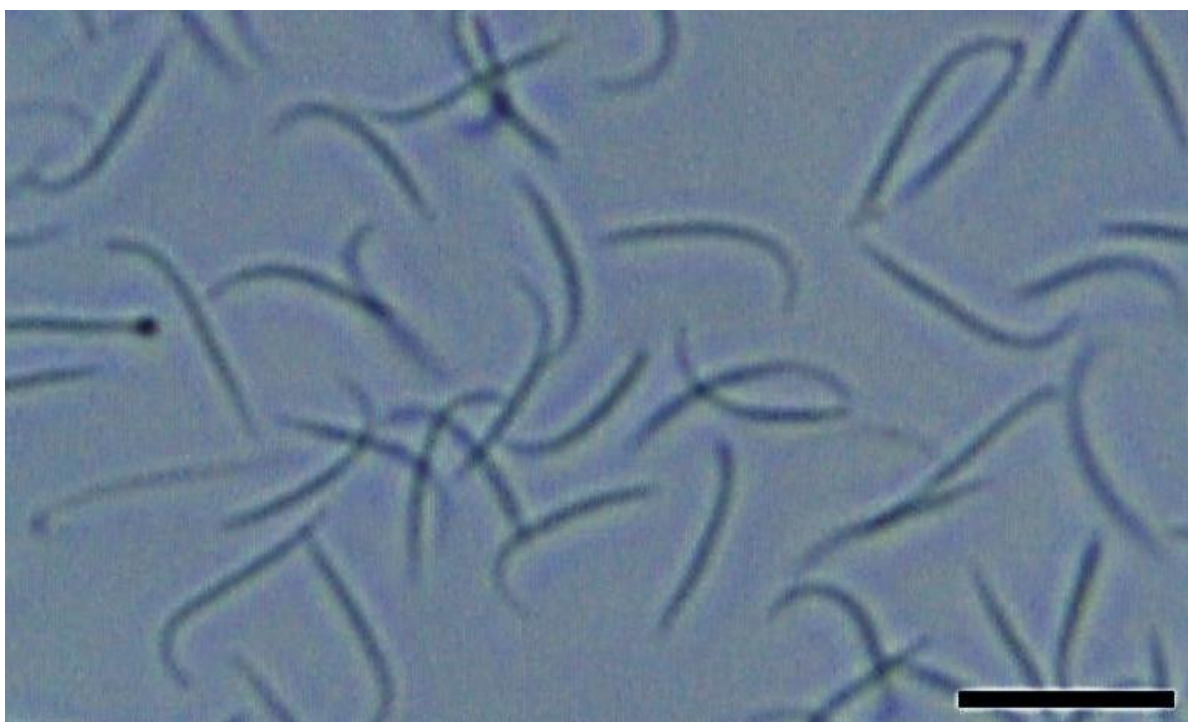


Figura 18. *Phomopsis archeri*. Conídios β ; Barras = 40 μ m.

***Phyllosticta* sp.** Figura 19

Colônias negras, irregulares. Picnídios globosos, castanhos. Células conidiogênicas holoblásticas, integradas, cilíndricas e hialinas. Conídios hialinos, lisos, globosos, elipsoides, 8,2 - 10,7 x 5,2 - 5,8, com apêndices 3,2 - 8 μ m.

Distribuição geográfica: Nordeste (Alagoas, Ceará, Paraíba e Pernambuco).

Material examinado: BRASIL, BAHIA: Camaçari, folha de *Aechmea victoriana*, 22/05/2015, Palha, P. M. G. P. 12° 48' 36" S e 38° 15' 24" W. Folhas de *Alcantarea nahoumii*, 22/05/2015, Palha, P. M. G. 12° 48' 36" S e 38° 15' 24" W.

Phyllosticta (anamorfo de *Guignardia*) possui 3211 espécies citadas no Index Fungorum (2016). Inclui espécies fitopatogênicas a diversos hospedeiros

nos quais causam manchas em folhas e frutos (WIKKEE et al., 2013). É o primeiro registro para *A. victoriana*, *A. Nahoumii* e para Bahia.

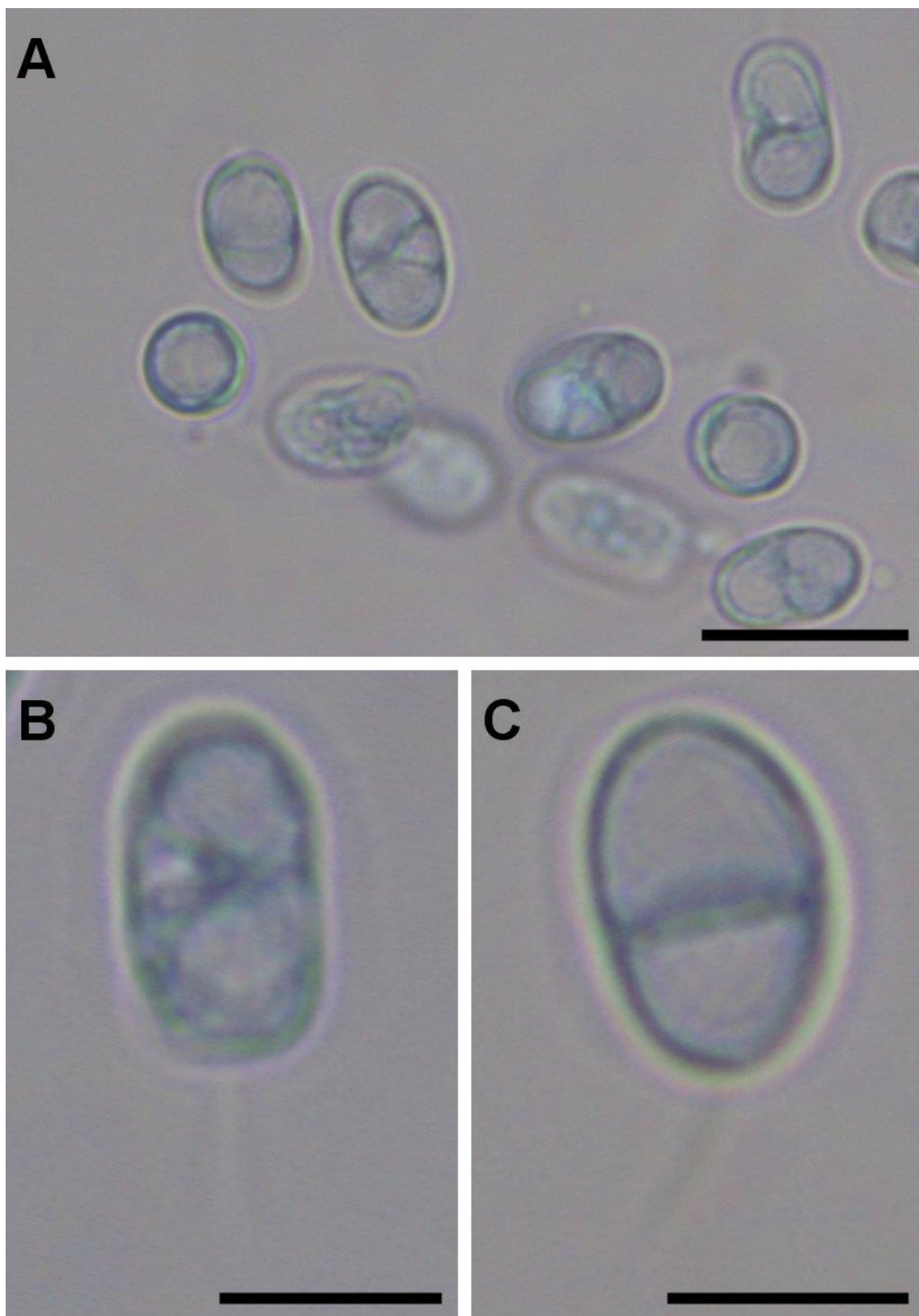


Figura 19. *Phyllosticta*. **A.** Conídios; **B, C.** Conídios com apêndices. Barras = 15 μ m (A); 7 μ m (B, C).

Pseudopithomyces sacchari (Speg.) Ariyaw. & K.D. Hyde (= *Pithomyces sacchari*)

Colônias pretas. Setas e hifopódios ausentes. Conidióforos micronematosos, lisos, castanho pálido. Células conidiogênicas integradas, terminais, cilíndricas. Conídios simples, castanhos, solitários, espinescentes, septado 17,5 – 30 x 5 – 7,5 µm.

Distribuição geográfica: Nordeste (Bahia, Pernambuco, Rio Grande do Norte).

Material examinado: BRASIL, BAHIA: Camaçari, sobre folhas *Neoregelia compacta* (Mez) L. B. Sm, 22/05/2015, Palha, P. M.G. 12° 48' 36" S e 38° 15' 24" W.

Pithomyces compreende espécies sapróbias, encontradas em folhas mortas e caules de diversas plantas (CUNHA et al., 2014). *Pseudopithomyces sacchari*, segregada do gênero *Pithomyces* foi relatada em *Saccharum officinarum* na Jamaica, e no solo, na Índia (MARASAS e SHUMANN, 1972). Novo registro para *Neoregelia compacta* e para Bahia.

Purpureocillium lilacinum (Thom) Luangsa-ard, Houbraken, Hywel-Jones & Samson, in Luangsa-ard, Houbraken, Doorn, Hong, Borman, Hywel-Jones & Samson, FEMS Microbiol. Lett. 321(2): 144 (2011) (= *Paecilomyces lilacinus*)
Figura 20

Colônias cotonosas róseas a roxas. Conidióforos 100 - 400 x 3 -4 µm, ramos verticilados, 2 - 4 fiáides, 5 – 12 x 3 µm, conídios até 3 µm comprimento x 2 µm largura, elipsoides ou fusiformes, lisos, hialinos. Clamidosporos ausentes.

Distribuição geográfica: Cosmopolita, mais frequente em regiões de clima quente.

Material examinado: BRASIL, BAHIA: Campo Formoso, sobre folhas de *Aechmea aquilega*, 18/07/2015, Palha, P. M. G. 10° 33' 12.1" S e 40°19'28.6" W. Camaçari, sobre folhas de *Neoregelia compacta*, 22/05/2015, Palha, P. M.G. 12° 48' 36" S e 38° 15' 24" W. Serra da Jiboia, sobre folhas de *Aechmea* sp., 15/08/2015, Palha, P. M.G. 12° 51'14.8" S e 39° 28' 36.4" W.

Paecilomyces lilacinus, atualmente sinônimo de *Purpureocillium lilacinum* (INDEX FUNGORUM, 2016) é um fungo sapróbio isolado de solo, de serrapilheira e do ar, podendo causar infecções em humanos e animais (LUANGSA-ARD et al.,

2011). Novo registro para *Aechmea aquilega* e *Aechmea* sp. O isolado obtido neste estudo formou o estágio sexual (teleomorfo) o que não é comum para este fungo.

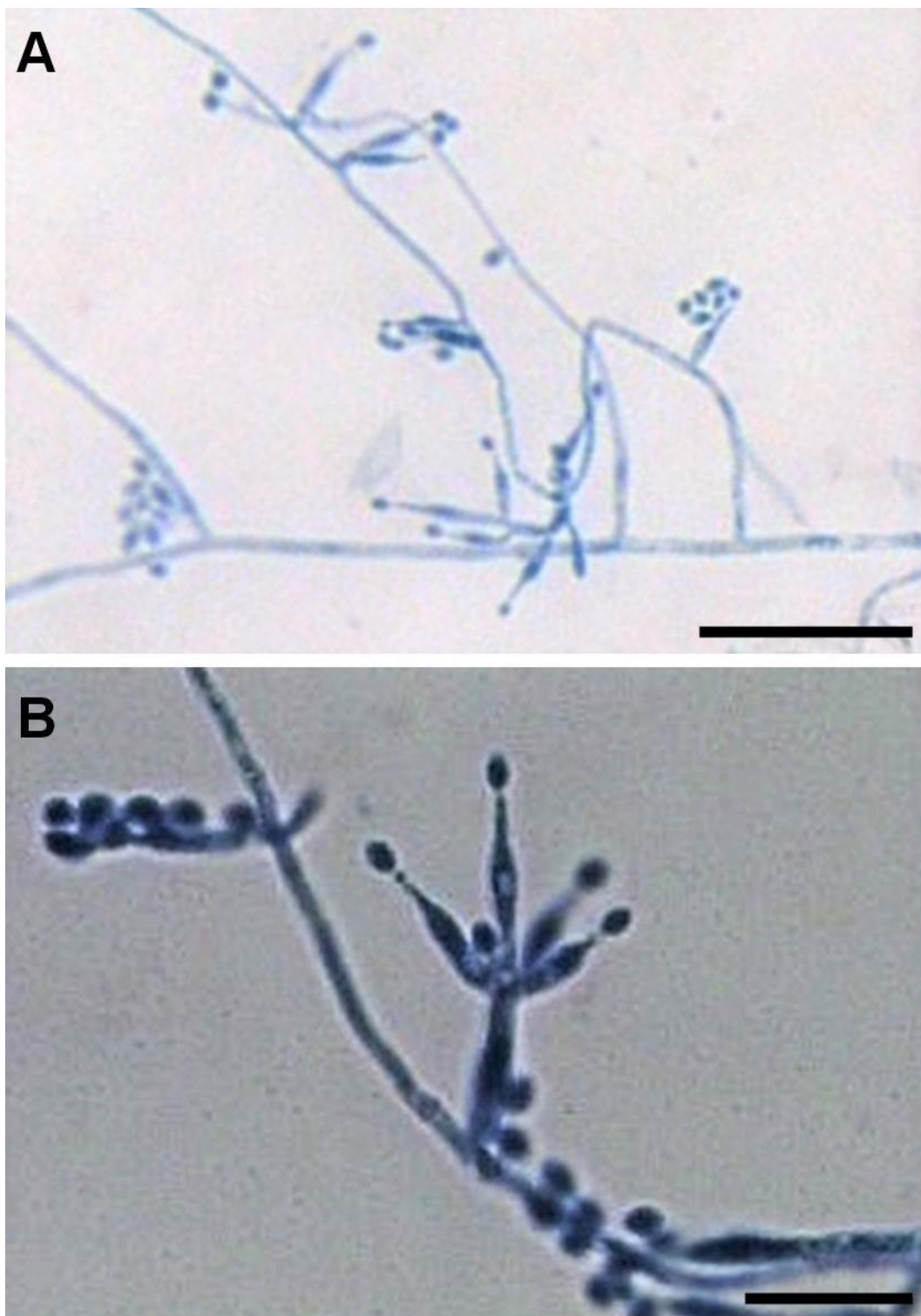


Figura 20. *Purpureocillium lilacinum*. **A, B.** Conidióforo, Fiálides e conídios. Barras = 100 μm (A); 20 μm (B).

Pyrenochaeta cava (Schulzer) Gruvter, Aveskamn & Verkley (= *Phoma cava*)

Figura 21

Colônias brancas a cinzentas. Picnídios globosos castanhos a negros. Células conidiogênicas integradas e alongadas. Conídios unicelulares, hialinos, oblongos, gutulados, 2,2 - 3,5 x 1 -2 µm.

Distribuição geográfica: Recife (Pernambuco)

Material examinado: BRASIL, BAHIA: Camaçari Sobre folha de *Aechmea victoriana* L. B. Sm, 22/05/2015, Palha, P. M. G. 12° 48' 36" S e 38° 15' 24" W. Serra da Jiboia, sobre folhas de *Aechmea* sp., 15/08/2015, Palha, P. M.G. 12° 51' 14.8" S e 39° 28' 36.4" W.

Phoma é um gênero anamórfico patogênico encontrado em vários substratos: ar, solo, plantas, animais e seres humanos (CHEN et al., 2015). *Phoma* ocorre em diferentes plantas, principalmente em batatas (ZAITZ et al., 1997) *Pyrenochaeta cava* foi combinado a partir da espécie *Phoma cava* (Index Fungorum, 2016), é o primeiro registro da espécie para os hospedeiros estudados.

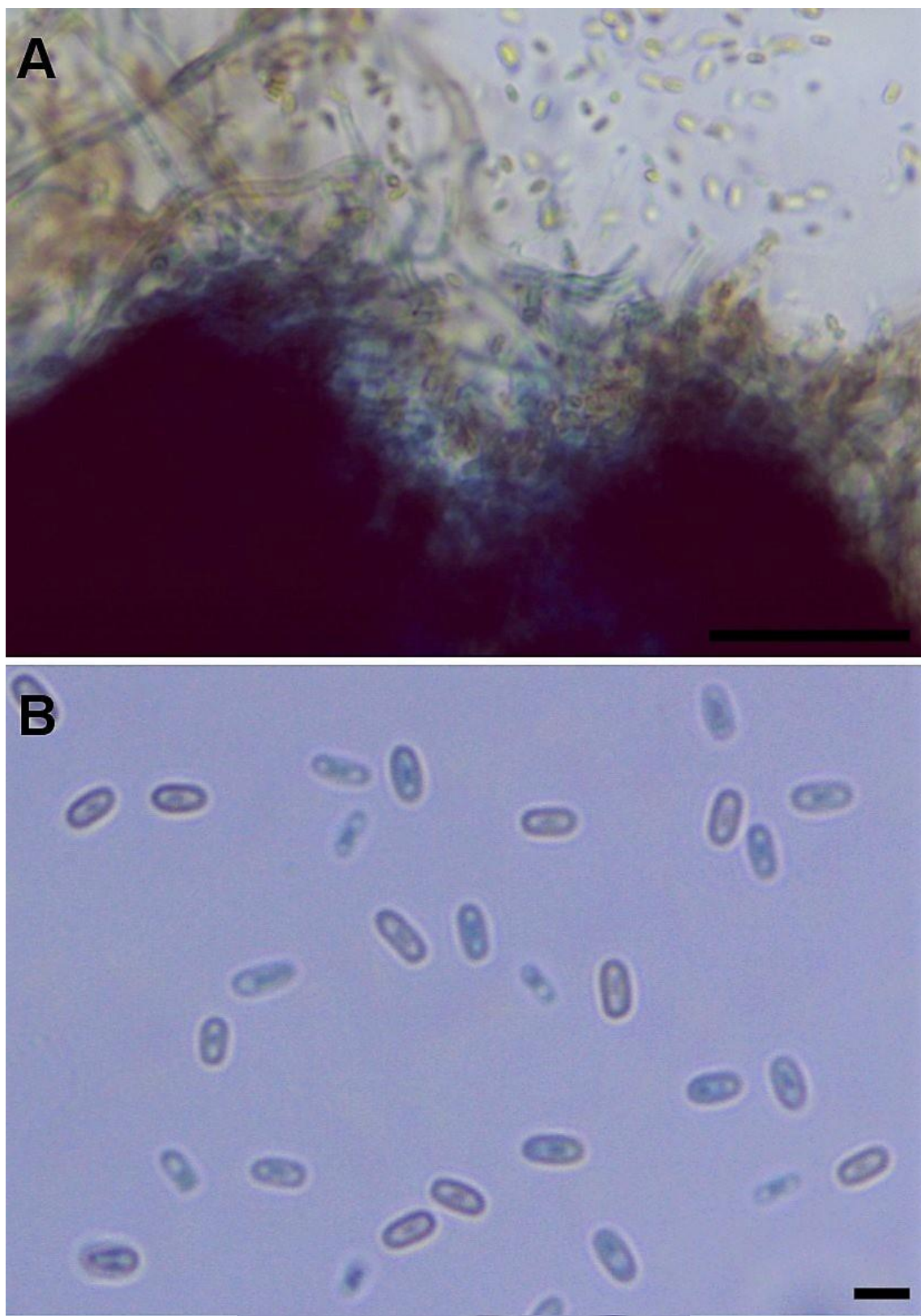


Figura 21. *Pyrenochaeta cava*. **A.** Picnídio e conídios; **B.** Conídios. Barras = 25 μm (A); 10 μm (B).

***Sphaeropsis* sp.** Figura 22

Picnídios, 350 - 360 x 140 - 210 μm , globosos, ostiolados, conídios hialinos, lisos, subcilíndricos 20 - 25 x 5- 7 μm .

Distribuição geográfica: Nordeste (Paraíba e Pernambuco).

Material examinado: BRASIL, BAHIA: Camaçari sobre folhas de *Alcantarea nahoumii*, 22/05/2015, Palha, P. M. G. 12° 48' 36" S e 38° 15' 24" W.

Existem aproximadamente 677 espécies referidas para o gênero no Index Fungorum (2016). É o primeiro registro do gênero *Sphaeropsis* em *Alcantarea nahoumii* e na Bahia.

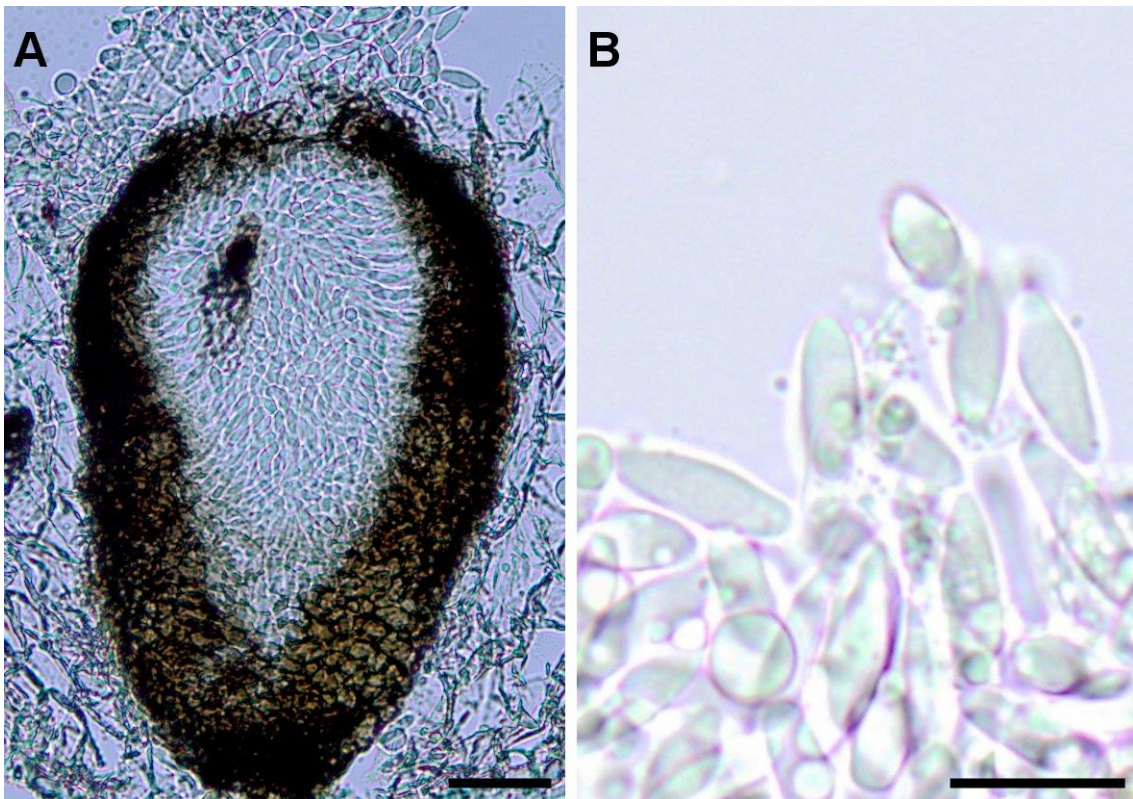


Figura 22. *Sphaeropsis* sp. **A.** Picnídio e conídios; **B.** Conídios. Barras = 60 μm (A); 20 μm (B).

Trichoderma harzianum Rifai, Mycol, Pap. 116 (1969) Figura 23

Colônias flocosas, brancas a verdes de crescimento rápido. Hifas septadas, hialinas. Clamidósporos não visualizados. Conidióforos ramificados, Conídios agregados, subglobosos ou ovóides, 2.6 – 3 x 2.3 – 2.6 µm, Fiálides 4,5 - 9 x 2,5 - 3,5.

Distribuição geográfica: Nordeste (Bahia, Pernambuco), Centro-oeste (Goiás) e Sudeste (Rio de Janeiro, São Paulo).

Material examinado: BRASIL, BAHIA: Serra da Jiboia, sobre folhas de *Alcantarea nahoumii*, 15/08/2015, Palha, P. M. G. 12° 51' 14.8" S e 39° 28' 36.4" W.: Campo Formoso, sobre folhas de *Aechmea aquilega*, 30/10/2015, Palha, P. M.G. 10° 33' 12.1" S e 40°19' 28.6" W.

O gênero *Trichoderma* apresenta importância econômica e ambiental, pois atua como agente de controle de fitopatógenos em diversas culturas e promove o crescimento e a resistência das plantas às doenças (HARMAN, 2000). *Trichoderma harzianum* é a espécie mais conhecida. É muito utilizado como agente de biocontrole, sendo o principal componente em formulações de biofungicida (DRUZHININA et al., 2010). É o primeiro registro para *Alcantarea nahoumii* e *Aechmea aquilega*

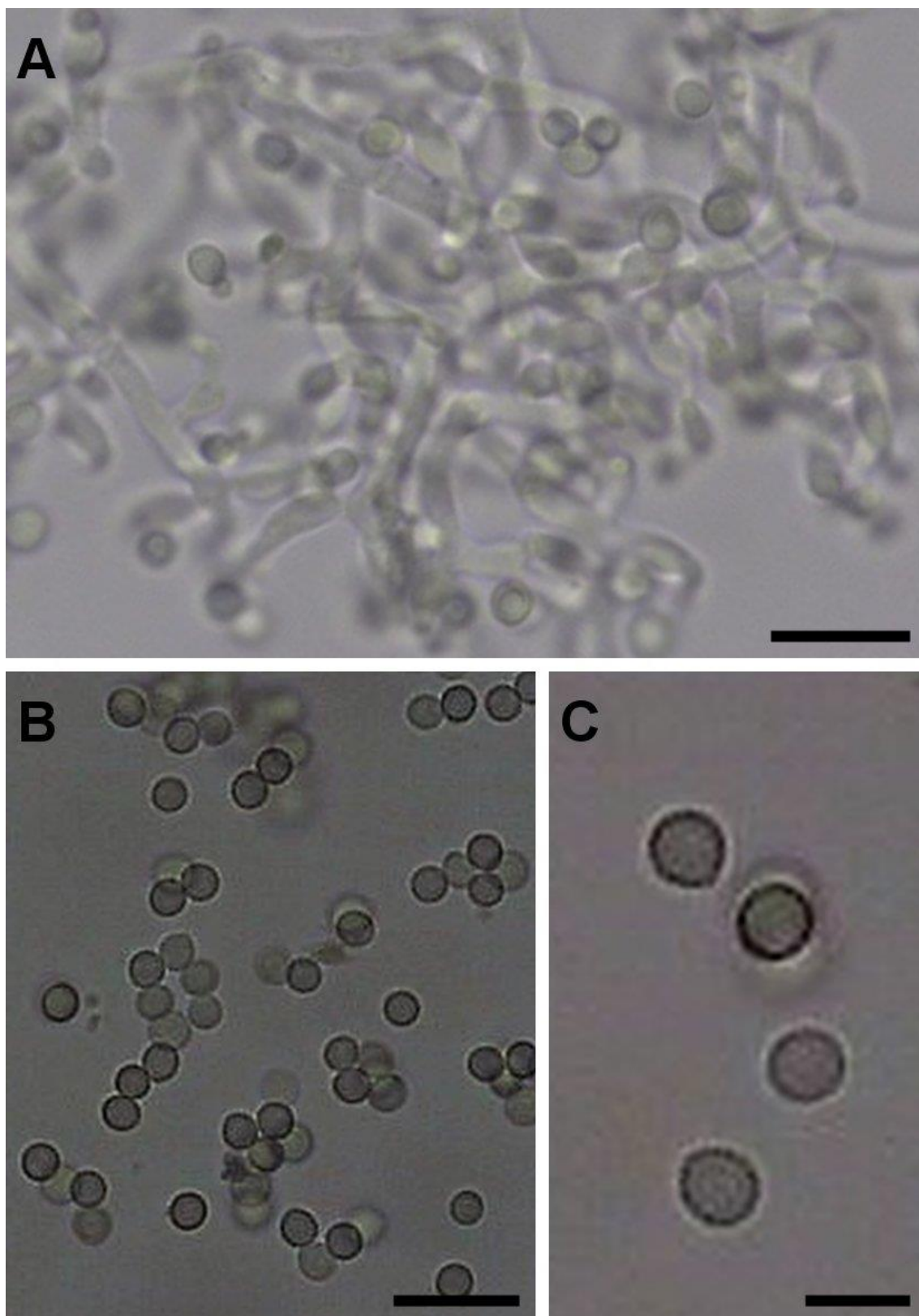


Figura 23. *Trichoderma harzianum*. **A.** Fiálides e conídios; **B, C.** Conídios. Barras = 15 μm (A); 10 μm (B); 5 μm (C);

Xylaria sp.

Colônias com parte da superfície branca e parte negra, inférteis.

Distribuição geográfica: Norte (Acre, Amazonas, Amapá, Pará, Rondônia, Roraima), Nordeste (Bahia, Ceará, Paraíba, Pernambuco), Centro-oeste (Goiás, Mato Grosso), Sudeste (Minas Gerais, Rio de Janeiro, São Paulo) e Sul (Paraná, Rio Grande do Sul, Santa Catarina).

Material examinado: BRASIL, BAHIA: Campo Formoso, sobre folhas de *Tillandsia gardneri*, 18/07/2015, Palha, P. M. G. 10° 33' 12.1" S e 40°19' 28.6" W. Serra da Jiboia, sobre folhas de *Aechmea* sp., 16/02/2016, Palha, P. M.G. 12° 51' 14.8" S e 39° 28' 36.4" W. Sobre folhas de *Vriesea bahiana*, 15/08/2015, Palha, P. M.G. 12° 51' 14.8" S e 39° 28' 36.4" W.

A identificação de espécies de *Xylaria* depende da presença das estruturas reprodutivas sexuadas que não se desenvolvem em meio de cultura (DAVIS et al., 2003). O gênero possui 792 espécies no Index Fungorum (2016). Esse gênero tem sido associado a diferentes plantas tropicais e apresenta espécies que podem ser decompositores, patógenos e endófitos (AMNUAYKANJANASIN et al., 2005). Espécies endofíticas de *Xylaria* são citadas por vários autores (PEREIRA, AZEVEDO e PETRINI, 1993; SOUZA et al., 2004; MAGALHÃES et al., 2008; PIMENTEL, FIGURA e AUER, 2010; SILVA et al., 2010). Como patógenos, *Xylaria mali* provoca podridão negra das raízes da pereira (*Pyrus communis*) e cerejeira (*Prunus avium*) (KIMATI et al., 1997); *Xylaria polymorpha* é patógeno associado aos caules do barbatimão (*Cassia leptophylla*). Esse é o primeiro registro de *Xylaria* para os hospedeiros estudados.

CONSIDERAÇÕES FINAIS

- Foram identificados 34 fungos associados à Bromeliaceae nos municípios de Campo Formoso (Morro da Redenção), Santa Terezinha (Serra da Jiboia) e Camaçari (Orquilândia Tropical), Bahia;
- Os hospedeiros com maiores quantidades de fungos foram *Alcantarea nahoumii* e *Neoregelia compacta*, ambas com 13 espécies;
- As espécies mais encontradas foram *Nigrospora oryzae* e *Pestalotiopsis palmarum*;
- *Phyllosticta* sp., *Pseudopithomyces sacchari* e *Sphaeropsis* sp. são novos registros para a Bahia;
- 29 táxons são novos registros para a Bromeliaceae;
- Os ascomicetos estudados em Bromeliaceae estão representados em maior parte pelos anamorfos.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ALONSO, S. K.; SILVA, A. G.; KASUYA, M. C. M.; BARROS, N. F.; CAVALLAZZI, J. R. P.; BETTUCCI, L.; LUPO, S.; ALFENAS, A. C. Isolamento e seleção de fungos causadores da podridão-branca da madeira em florestas de *Eucalyptus* spp. com potencial de degradação de cepas e raízes. **Revista Árvore**, v.31, n.1, p.145-155, 2007.
- AMORIM, E. P. R. Occurrence of *Pestalotiopsis guepinii* (Sin. *Pestalotia guepinii*) on anthurium (*Anthurium andraeanum*) in Brazil. **Summa Phytopatology**, v. 25, p. 363-364, 1999.
- AMNUAYKANJANASIN, A. J. ; PUNYA, J.; PAUNG, M. P.; RUNGROUD, A.; TACHALEAT, A.; PONGPATTA, N. S.; CHEEVADHANARAK, S.; TANTICHAROEN, M. Diversity of type I polyketide synthase genes in the wood-decay fungus *Xylaria* spp. BCC 1067. **FEMS Microbiology Letters**, v. 251, p.125–136, 2005.
- APARECIDO, C.C.; HUANG, C.T.M.; PASSADOR, M.M.; FINATTI, D.; FIGUEIREDO, M.B. **Avaliação da viabilidade de culturas fúngicas preservadas pelos métodos de castellani (água destilada) e liofilização**. *Biológico*, São Paulo, v.69, n.1, p.5-8, 2007.
- APTROOT, A. A World revision of *Massarina* (Ascomycota). **Nova Hedwigia**, v.66. n. 1-2, p. 89 – 162, 1998.
- BAGWARI, A.; SINGH, Y. P.; KUMAR, J.; DHIMAN, R. C. First report of *Curvularia eragrostidis* leaf spot on *Populus deltoides*. **Forest Pathology**, v.45, n.1, 86-87, 2015.
- BEZERRA, J. L.; COSTA, J. C. B; LIPARINI, O. 2012. *Passalora* sp. sobre *Cyathula prostrata* na Bahia. In: 45 Congresso Brasileiro de fitopatologia, Manaus. Disponível em: <http://webftp.cpaa.embrapa.br/site/Trabalhos/202.pdf>, Acesso em: 19/09/2016.
- BLENGINI, I. A. D.; CINTRA, M. A. M. U.; CUNHA, R. P. P. C.; CAIAFA, A. N. Proposta de unidade de Conservação da Serra da Jiboia, 2015. Disponível em: <http://www.gamba.org.br/wp-content/uploads/2016/03/Proposta-Final.pdf>, Acesso em: 20/09/2016.
- CAI, L.; HYDE, K.D.; TSUI, C.K. M. Genera of freshwater fungi. **Fungal Diversity research series** , v.18, 2006.
- CASTELLANI, A. A Maintenance and Cultivation of the common pathogenic fungi of man in sterile distilled water. **Further researches Jour.** Trop. Med. Hyg. v. 70, p. 181 - 184, 1967.
- CHEN, Q.; JIANG, J. R.; ZHANG, G. Z.; CAI, L.; CROUS, P. W. Resolving the *Phoma* enigma. **Studies in mycology**, v.82, p. 137 - 217, 2015.

- COSTA, I.P.M.W. Fungos endofíticos isolados de vegetais do manguezal do Rio Paripe, Ilha de Itamaracá, Pernambuco, Brasil. Recife, Dissertação de Mestrado. Pós-Graduação em Biologia de Fungos, Universidade Federal de Pernambuco, 82p, 2003.
- COSTA, I. P. M. W.; ASSUNÇÃO, M.M.C.; LIMA, T. E. F.; OLIVEIRA, R. J. V.; CAVALCANTI, M.A.Q. Checklist of endophytic fungi from tropical regions. **Mycotaxon**, v. 119, p. 494, 2012.
- CRACKEN, S. F.; FORSTNER, M. R. J. Herpetofaunal community of a high canopy tank bromeliad (*Aechmea zebrine*) in the Yasuní Biosphere reserve of Amazonias Ecuador, with comments on the use of “arboreal” in the herpetological literature. **Amphibian & Reptile Conservation**, v. 8, n. 1, p 65 - 75,2014.
- CUNHA, K. C.; SUTTON, D. A.; GENÉ, J.; CANO, J.; CAPILLA, J.; MADRID, H.; DECOCK, C.; WIEDERHOLD, N. P.; GUARRO, J. *Pithomyces* species (Montagnulaceae) from clinical specimens: identification and antifungal susceptibility profiles. **Medical mycology**, v. 52, p. 748 - 757, 2014.
- DAVIS, E. C.; FRANKLIN, J. B.; SHAW, J. A.; VILGALYS, R. Endophytic *Xylaria* (Xylariaceae) among liverworts and angiosperms: phylogenetics, distribution, and symbiosis. **American Journal of Botany**, v. 90, n.11, p.1661 - 1667, 2003.
- DEAN, R.; VAN KAN, J. A.; PRETORIUS, Z.A; HAMMOND-KOSACK, K. E.; DI PIETRO, A.; SPANU, P. D.; JASON J. R.; DICKMAN, M.; KAHMANN, R.; ELLIS, J.; FOSTER, G.D. The Top 10 fungal pathogens in molecular plant pathology. **Molecular plant pathology**, v. 13, n.4, p. 414 - 430, 2012.
- DENANCÉ, N.; SÁNCHEZ - VALLET, A.; GOFFNER, D.; MOLINA, A. Disease resistance or growth: the role of plant hormones in balancing immune responses and fitness costs. **Frontiers in plant science**, v.4, n.155, 2013.
- DRUZHININA, I. S., KUBICEK, C. P.; KOMON-ZELAZOWSKA, M.; MULAW, T. B.; BISSETT, J. The *Trichoderma harzianum* demon: complex speciation history resulting in coexistence of hypothetical biological species, recent agamospecies and numerous relict lineages. **BMC Evolutionary Biology**, v.10, n. 1, 2010.
- ELLIS, M. B. **Dematiaceous hyphomycetes**. Wallingford: CAB International, 608 p. 1971.
- ELLIS, M. B. **More Dematiaceous Hyphomycetes**. Commonwealth Mycological Institute, Kew. England. 507 p. 1976.
- FERREIRA J. O. (2013), **Zonas Fitogeográficas de Campo Formoso**, Disponível em: http://ambientalcampoformoso.blogspot.com.br/2013_06_01_arve.html. Acesso em 03/06/2016.
- FREIRE F.C.O.; BEZERRA, J.L. Foliar endophytic fungi of Ceará State (Brazil): a preliminary study. **Summa Phytopathologica** v. 27, n.3, p. 304-308, 2001.

FREIRE, F. C. O.; MOSCA, J. L. Patógenos associados a doenças em plantas ornamentais no Estado do Ceará. **Revista Brasileira de Horticultura Ornamental**, v. 15, n.1, p. 83 - 89, 2009.

FREIRE, S. V. P.; PAIVA, L. M.; LIMA, E. L. A.; MAIA, L. C. Morphological, cytological, and cultural aspects of *Curvularia pallescens*. **Revista de Microbiologia**, São Paulo, v.29, n. 3, 1998.

FRÖHLICH, J., HYDE, K.D.; PETRINI, O. Endophytic fungi associated with palms. **Mycological Research**, v. 104, p. 1202–1212, 2000.

HARMAN, G. E. Harman Myth and dogmas of biocontrol changes in Perceptions Derived from Research on *Trichoderma harzianum*. **Plant Disease**, v. 84, n. 4, 2000.

INDEX FUNGORUM. (2016). Disponível em:
<<http://www.indexfungorum.org/Names/Names.asp>> Acesso em: 22/08/2016, 12/09/2016.

JOSHI, S.D.; SANJAY, D.; BABY, U.I.; ANDAL, A.K.A. Molecular characterization of *Pestalotiopsis* spp. associated with tea (*Camellia sinensis*) In southern India using RAPD and ISSR markers. **Indian Journal of Biotechnology**, v. 8, p. 377-383, 2009.

JOHNSON, A. G. I.; MEAD, A.J.; COOKE, A. W., DEAN, J, R. Mango stem em rot pathogens – Fruit infection by endophytic colonization of the inflorescence and pedicel. **The Annals of Applied Biology**, v. 120, p. 225 – 234, 1992.

KEWSUWANK, P.; RUJITANAPANICHR, S.; BHASABUTRA, T.; PURIPUNYAVANICH, V.; BUSAMONGKOL, A.; INJAREAN, U.; PICHETPONG, P. Irradiated Oligochitosan against *Colletotrichum Gloeosporioides* in Chili. **Energy Procedia**, v.56, p.274 - 279, 2014.

KIMATI, H.L.; FILHO BERGAMIN, A.; CAMARGO, L. E. A.; REZENDE, J. A. M. (Eds.). Manual de Fitopatologia: doenças das plantas cultivadas. 3. ed. São Paulo: **Agrônômica Ceres**,v. 2. 705, p.1997.

KOIDE, K.; OSONO, T.; TAKEDA, H. Fungal succession and decomposition of *Camellia japonica* leaf litter. **Ecological Research**, v.20, p. 599-609, 2005.

KURAKOV, A. V.; LAVRENT`EV, R. B.; NECHITAILO, T. Y.; GOLYSHIM, P. N.; ZWAGINTSEVZ, D. G. Diversity of facultatively anaerobic microscopic mycelial fungi in soils. **Microbiology**, v.77, n.1, p.90-98, 2008.

LECOMTE, C.; ALABOUVETTE, C.; EDEL-HERMANNE, V.; ROBERT, F.; STEINBERG, C. Biological control of ornamental plant diseases caused by *Fusarium oxysporum*: A review. **Biological Control**, v.101, p.17-30, 2016.

LI, B. J.; CHAI, A. L.; ZHANG, X. Y. First Report of *Colletotrichum capsici* Causing Anthracnose on *Hosta plantaginea* in China. **Plant Disease**, v.98, n.4, p.571 - 571, 2014.

LOMBARDI, L.; CROUS, P. W.; WINGFIELDS, B. D.; WINGFIELD, M. J. species concepts in *Calonectria* (*Cylindrocladium*). **Studies in Mycology**, v. 66, p.1 - 14, 2010.

LUANGSA-ARD, J.; HOUBRAKEN, J.; VAN DOORN, T.; HONG, S. B.; BORMAN, A. M.; HYWEL-JONES, N. L.; SAMSON, R. A. *Purpureocillium* a new genus for the medically important *Paecilomyces lilacinus*. **FEMS microbiology letters**, v.321, n.2, p.141-149, 2011.

LUO, Y. F.; ZHANG, M.; DAI, J. G.; PEDPRADAB, P., WANG, W. J.; WU, J. Cytochalasins from mangrove endophytic fungi *Phomopsis* spp. xy21 and xy22. **Phytochemistry Letters**, v.17, p.162-166, 2016.

MAGALHÃES, W. C. S.; MISSAGIA, R. V.; COSTA, F. A. F.; COSTA, M. C.M. Diversidade de fungos endofíticos em Candeia *Eremanthus erythropappus* (DC.) MacLeish267. **Cerne**, Lavras, v. 14, n. 3, p. 267 - 273, 2008.

MARASAS, W. F. O.; SCHUMANN, I. H. The genus *Pithomyces* in South Africa. **Bothalia**, v. 10, n. 4, p. 509 – 516, 1972.

MARTINELLI, G.; VIEIRA, C. M.; GONZALEZ, M.; LEITMAN, P.; PIRATININGA, A.; COSTA, A. F.; FORZZA, R.C. Bromeliaceae da Mata Atlântica Brasileira: lista de espécies, distribuição e conservação. **Rodriguésia**, v. 59, n.1, p. 209 - 258, 2008.

MARTINS, I.; PEIXOTO, JR.; MELO, S.C.M.; Evolução do maracujazeiro amarelo no Brasil, as principais doenças e possibilidade de aplicação do controle biológico. **Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia**, 2006.

MARTINS, I.; MELO, S. C. M.; ÁVILA, Z. R.; PÁDUA, R. Produção de *Colletotrichum gloeosporioides* em meios líquidos. Circular técnico, Embrapa, 2005. Disponível em: <https://www.embrapa.br/documents/1355163/2021800/cit045.pdf/4a567e99-eac3-49a4-b958-d8355f7b4a74>, Acesso em: 18/09/2016.

MANAMGODA, D. S.; CAI, L.; BAHKALI, A. H.; CHUKEATIROTE, E.; HYDE, K. D. *Cochliobolus*: an overview and current status of species. **Fungal Diversity**, v.51, n.1, p. 3-42, 2011.

MENDES, M. A. S.; URBEN, A. F.; **Fungos relatados em plantas no Brasil, Laboratório de Quarentena Vegetal. Brasília, DF: Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia**, 2009. Disponível em: <<http://pragawall.cenargen.embrapa.br/aiqweb/michtml/fgbanco01.asp>> Acesso em: 26/08/2016.

MENDES, M. A. S.; SILVA, V.L.; DIANESE, J.C.; FERREIRA, M.A.S.V.;

SANTOS, E.N.; NETO, E.G.; URBEN, A.F.; CASTRO, C.

Fungos em plantas no Brasil. Brasília-DF, Embrapa, SPI/Embrapa-Cenargen, 1998.

MENEZES, M. Aspectos biológicos e taxonômicos de espécies do gênero *Colletotrichum*. **Anais da Academia Pernambucana de Ciência Agrônômica**, v.3, p. 170-179, 2006.

NANTAWANIT, N.; CHANCHAICHAOVIVAT, A.; PANIIPAN, B.; RUENWONGSA, P. Induction of defense response against *Colletotrichum capsici* in chili fruit by the yeast *Pichia guilliermondii* strain R13. **Biological Control**, v. 52, n.2, p.145 - 152, 2010.

NG, K. P.; YEW, S. M.; CHAN, C. L.; SOO-HOO, T. S.; NA, S. L.; HASSAN, H.; NGEOW, F.; HOH, CHEE-CHOONG.; LEE, KOK-WEI.; Yee, W. Y. Sequencing of *Cladosporium sphaerospermum*, a Dematiaceous fungus isolated from blood culture. **Eukaryotic cell**, v.11, n.5, p.705 - 706, 2012.

NOGUEIRA, M. S. R.; BRIOSO, P. S. T. Fase anamórfica de *Glomerella cingulata* em feijão-caupi no Estado do Rio de Janeiro. **Comunicata Scientae**, v.6, n. 2, p. 246 -249, 2015.

O'DONNELL, K.; GUEIDAN, C.; SINK, S. JOHNSTON, P. R.; CROUS, P.W.; GLENN, A.; RILEY, R.; ZITOMER, N. C.; COLYER, P.; WAALWIJK, C.; LEE, T. V.; MORETTI, A.; KANG, S.; KIM, H. S.; GEISER, D. M.; JUBAH, J. H.; BAAYEN, R. P. Robert P.; CROMEY, M. G.; BITHELL. S.; SUTTON, D. A.; SKOVGAARD, K.; PLOETZ, R.; KISTLER, H. C.; ELLIOTTI, M.; DAVIS, M.; BRICE, A.J. S. A two - locus DNA sequence database for typing plant and human pathogens within the *Fusarium oxysporum* species complex. **Fungal Genetics and Biology**, v. 46, n. 12, p. 936 - 948, 2009.

PANIZON, M.; OLIVEIRA, E.; BOSA, C.R.; Macrofauna associada à *Nidularium* Lem. (Bromeliaceae) de diferentes estratos verticais em um fragmento de floresta com Araucaria, Curitiba, Paraná, Brasil. **Estudos de Biologia Ambiente e diversidade**, v. 36, n. 86, p. 133 -147, 2014.

PARREIRA, D.F.; ZAMBOLIM, L.; GOMES, E.A.; COSTA, R.V.; SILVA, D.D.; COTA, L.V.; LANA, U.G.P.; SILVA, E.C.F. 2010. Estimativa da Diversidade Genética de *Colletotrichum graminicola* com Marcadores ISSR. In: **XXVIII Congresso Nacional de Milho e Sorgo**, Goiânia: Associação Brasileira de Milho e Sorgo, p. 731-739. Disponível em: <http://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/25162/1/0366.pdf>, Acesso em: 22/08/2016.

PAULA, C.C.; SILVA, H. M.P. **Cultivo prático de Bromélias** – 2 ed. Viçosa: Editora UFV, v.1, 73p. 2001.

PEREIRA, J.O.; AZEVEDO, J.L.; PETRINI, O. Endophytic fungi of *Stylosanthes*. **Mycologia**, v.85, p. 362-364, 1993.

PEREIRA, R. T. G.; PFENNING, L. H.; CASTRO, H. A. Caracterização e dinâmica de colonização de *Cladosporium cladosporioides* (Fresen.) de Vries em frutos do cafeeiro (*Coffea arabica* L.). **Ciência e Agrotecnologia**, v.29, p.1112 - 1116, 2005.

PESSOA, W.R.L.S.; BARGUIL, B.M.; OLIVEIRA, S. M.A.; COELHO, R.S.B. Ocorrência de *Pestalotiopsis palmarum* em *Caryota mitis*. **Summa Phytopathologica**, v.34, n. 1, p. 95, 2008

PETRINI, O.; DREYFUSS, M. Endophytische pilze in epiphytischen Araceae, Bromeliaceae und Orquidaceae. **Sydowia**, v.38, p. 216-234, 1981.

PIMENTEL, I. C.; FIGURA, G.; AUER, C, G. Fungos endofíticos associados a acículas de *Pinus taeda*. **Summa Phytopathologica**, v.36, n., 2010.

POLTRONIERI, L. S.; ALFENAS, R. F.; VERZIGNASSI, J. R.; ALFENAS, A. C.; BENCHIMOL, R. L.; POLTRONIERI, T. P. D. S. Leaf blight and defoliation of *Eugenia* spp. caused by *Cylindrocladium candelabrum* and *C. spathiphylli* in Brazil. **Summa Phytopathologica**, v.37, n.2, p. 147-149, 2011.

RABHA, A. J.; NAGLOT, A.; SHARMA, G. D.; GOGOI, H. K.; GUPTA, V. K.; SHREEMALI, D. D.; VEER, V. Morphological and molecular diversity of endophytic *Colletotrichum gloeosporioides* from tea plant, *Camellia sinensis* (L.) O. Kuntze of Assam, India. **Journal of Genetic Engineering and Biotechnology**, 2016.

PHOTITA, W.; LUMYONG, S.; LUMYONG, P.; HYDE, K. Endophytic fungi of wild banana (*Musa acuminata*) at Doi Suthep Pui National Park, Thailand. **Mycological Research**, v. 12, n.105, p. 508 - 1513, 2001.

RAVIRAJA, N. S. Fungal endophytes in five medicinal plant species from Kudremukh Range, Western Ghats of India. *Journal Basic Microbiology*, v. 45, n.3, p. 230–235, 2005.

REIS, A.; MAFIA, R. G.; SILVA, P. P.; LOPES, C. A.; ALFENAS, A. C. *Cylindrocladium spathiphylli*, causal agent of *Spathiphyllum* root and collar rot in the Federal District-Brazil. **Fitopatologia Brasileira**, v. 29, n.1, p.102, 2004.

RODRIGUES, A.A.C.; MENEZES, M. Detecção de fungos endofíticos em sementes de caupi provenientes de Serra Talhada e de Caruaru, estado de Pernambuco. **Fitopatologia Brasileira**, v. 27, n. 5, 2002.

RODRIGUES, K.F., SAMUELS, G.J. Preliminary study of endophytic fungi in a tropical palm. **Mycological Research**, v. 6, n.4, p. 827-830,1990.

RODRIGUES, K.F.; SIEBER, T. N.; GRUNIG, C. R.; HOLDENRIEDER, O. Characterization of *Guignardia mangiferae* isolated from tropical plants based on morphology, ISSR-PCR amplifications and ITS1-5.8S-ITS2 sequences. **Mycological Research**. v.108, n. 1, p. 45 - 52, 2004.

- RUBINI, M. R.; RIBEIRO, R. T.S.; 1, POMELLA, A. W. V.; MAKI, C. S.; ARAÚJO, W.L.; SANTOS, D. R. Deise R.; AZEVEDO, J. L. Diversity of endophytic fungal community of cacao (*Theobroma cacao* L.) and biological control of *Crinipellis perniciosus*, causal agent of Witches' Broom Disease. **International Journal of Biological Sciences**, v.1, p.24-33, 2005.
- SALAZAR, C.S.S.; GARCIA, M.C.D. Aislamiento de hongos endofitos en rosa (*Rosa hybrida*) en Bogotá, Colombia. **Revista Iberoamericana de Micología**, v. 22, n. 99 - 101, 2005.
- SANTOS, P. O. D.; SILVA, A. C. M. D.; CORRÊA, É. B.; MAGALHÃES, V. C.; SOUZA, J. T. D. Additional species of *Aspergillus* causing bole rot disease in *Agave sisalana*. **Tropical Plant Pathology**, v.39, n.4, p. 331-334, 2014.
- SCHUTZ, R.; ARAÚJO, L. C.; SÁ, F. S. Bromélias: abrigos terrestres de vida de água doce na floresta tropical. **Natureza online**, v.10, n. 2, p. 89 - 92. 2012.
- SERRA, I. M.R.S.; COELHO, R.S.B. Mancha de pestalotiopsis em helicônia: caracterização da doença e potenciais fontes de resistência. **Fitopatologia Brasileira**, v. 32, n.1, p. 44 - 49, 2007.
- SHAMSI, S.; NAHER, N.; Disease severity and mycoflora associated with antracnose on leaves of five angiosperms. **Bangladesh Journal of Scientific Research**, v. 28, n. 2, p. 103 - 111, 2015.
- SIVANESAN, A.; SHIVAS, A. New species of *Lembosia* and *Lembosina* from Australia. **Fungal diversity**, v.11, p. 159 - 168, 2002.
- SILVA, R.L.O.; LUZ, J.S.; SILVEIRA, E.B. CAVALCANTE, U.M.T. Fungos endofíticos em *Annona* spp.: isolamento, caracterização enzimática e promoção do crescimento em mudas de pinha (*Annona squamosa* L.). **Acta Botanica Brasilica**, v.20, n.3, p.649-655, 2006.
- SILVA, B. C.; AGUIAR, F. M.; LOPES, G. A. *Cylindrocladium gracile* a potential threat to carrot production in Rio Paranaíba Valley. 45 Congresso Brasileiro de Fitopatologia. **Plant Pathology**, 2012.
- SILVA, G. S.; CUTRIM, F. A.; FERREIRA, F. A. Mancha foliar e podridão de frutos da acerola causadas por *Calonectria ilicicola*. **Fitopatologia Brasileira**, v.26, n. 1, 2001.
- SILVA, G.H.; OLIVEIRA, C. M.; TELES, H. L.; BOLZANI, V. S.; ARAÚJO, A.R.; PFENNING, L. H.; YOUNG, M. C.M.; COSTA-NETO, C. M.; HADDAD, R.; EBERLIN, M.N. Citocalasinas produzidas por *Xylaria* sp., um fungo endofítico de *Piper aduncum* (PIPERACEAE). **Química Nova**, v.33, n. 10, p 2038-2041, 2010.
- SILVEIRA-PÉREZ, A. E.; SANHUEZA, R. M. V.; DUARTE, V.; SANTO, H. P. D.; FELIPPETO, J. Controle do mofo cinzento com *Clonostachys rosea* na produção de mudas de fúcsia. **Tropical Plant Pathology**. v. 35, n. 3, p. 163-169, 2010.

SOUZA, A.Q.L.; SOUZA, A.D.L.; ASTOLFI FILHO, S.; PINHEIRO, M. L. B.; SARQUIS, I. M.; PEREIRA, J. O. Atividade antimicrobiana de fungos endofíticos isolados de plantas tóxicas da amazônia: *Palicourea longiflora* (aubl.) rich e *Strychnos cogens* bentham. **Acta Amazonica**, v. 34, n.2, p. 185 – 195, 2004.

SUTTON, B. C. The Coelomycetes Commonwealth Mycological Institute, Kew, England, 1980.

SUTTON, J. C.; LI, D. W.; PENG, G.; YU, H.; ZHANG, P.H. *Gliocladium roseum* a versatile adversary of *Botrytis cinerea* in crops. **Plant Disease**, v.1, n. 4, 1997.

TRAPPE, J. M.; SCHENCK, N. C. Taxonomy of Fungi forming endomycorrhizae. Pp. 1-9. In: N.C. Schenck (ed.). **Methods and Principles of Mycorrhizal Research**. St. Paul, The American Phytopathological Society, 1982.

TRAPERO, A.; ROMERO, M. A.; VARO, R.; SÁNCHEZ, M. E. First Report of *Pestalotiopsis maculans* Causing Necrotic Leaf Spots In Nursery Plants of *Arbutus unedo* and *Ceratonia siliqua* In Spain. **Plant Disease Notes**, v. 87, n. 10, p. 1263, 2003.

TOZETTO, L.; RIBEIRO, W. R. C. Leaf spot of Mangoes caused by *Cylindrocladium scoparium* in Central Brazil. **Journal Phytopathology**, v. 144, n. 471 – 472, 1996.

TOZETTO, L. J.; RIBEIRO, W. R. C. Tratamento pos-colheita de goiaba (*Psidium guajava*, L.) contra podridão de *Guignardia psidii*, **Revista Brasileira de Fruticultura**, v.20, n.2, p.229-234, 1998.

UDAYANGA, D.; LIU, X.; MCKENZIE, E. H.; CHUKEATIROTE, E.; BAHKALI, A. H.; HYDE, K. D. The genus *Phomopsis*: biology, applications, species concepts and names of common phytopathogens. **Fungal Diversity**, v.50, n.1, p. 189-225, 2011.

URRUTIA, M. I.; ANGELES, H. B.; ALIPPI, H. E.; ROLLÁN, C.; LARRAN, S. Endophytic fungi in healthy soybean leaves. **Investigación agraria. Producción y protección vegetales**, v.17, n.1, p.173-178, 2002.

VARGA, J.; JUHASZ, A.; KEVEI, F.; KOZAKIEWICZ, Z. Molecular diversity of agriculturally importante *Aspergillus* species. **European Journal of plant pathology**, v. 110, p. 627 - 640, 2004.

VITALE, A.; CROUS, P.W.; LOMBARD, L.; POLIZZI, G. Calonectria diseases on ornamental plants in Europe and the Mediterranean Basin; na overview, **Journal of Plant Pathology**, v. 95, n. 3, p. 463 - 476, 2013.

VRIES, R. P.; VISSER, J. *Aspergillus* enzymes involved in degradation of plant cell wall polysaccharides. **Microbiology and molecular biology reviews**, v.65, n.4, p. 497 - 522, 2001.

ZAITZ, C.; HEINS-VACCARI, E.M.; FREITAS, R.S.; ARRIAGADA, G.L.H.; RUIZ, L.; TOTOLI, S.A.S.; MARQUES, A.C.; REZZE, G.G.; MÜLLER, H.; VALENTE, N.S.; LACAZ, C. S. Subcutaneous pheohyphomycosis caused by *Phoma cava*.

Report of a cause and review of the literature. **Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo**, v. 39, n.1,1997.

ZHANG, J. X.; XU, T.; GE, Q. X. Notes on *Pestalotiopsis* from Southern China. **Mycotaxon**, v. 85, p. 91 - 92, 2003.

WANG, Y., GUO, L.D., HYDE, K.D. Taxonomic placement of sterile morphotypes of endophytic fungi from *Pinus tabulaeformis* (Pinaceae) in northeast China based on rDNA sequences. **Fungal Diversity**, v. 20, p.235–60, 2005.

WANG, S.; SAITO, T.; OHKAWA, K.; OHARA, H.; SHISHIDO, M.; IKEURA, H.; TAKAGI, K.; OGAWA, S.; YOKOYAMA, M.; KONDO, S. α -Ketol linolenic acid (KODA) application affects endogenous abscisic acid, jasmonic acid and aromatic volatiles in grapes infected by a pathogen (*Glomerella cingulata*). **Journal of plant physiology**, v. 192, p. 90 - 97, 2016.

WIKKEE, S.; LOMBARD, L.; NAKASHIMA, C.; MOTOHASHI, K.; CHUKEATIROTE, E.; CHEEWANGKON, R., MCKENZIE, E. H. C.; HYDE, K. P.; CROUS, P. W. A phylogenetic re-evaluation of *Phyllosticta* (Botryosphaerales). **Studies in Mycology**, v.76, p.1 - 29, 2013.

WICKERT, E.; GOES, A. D.; LEMOS, E. G. D. M.; SOUZA, A. D.; SILVEIRA, E. L.; PEREIRA, F. D.; RINALDO, D. Relações Filogenéticas e Diversidade de Isolados de *Guignardia* spp. Oriundos de Diferentes Hospedeiros nas Regiões ITS1-5, 8SITS2. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 31, n.2, p.360-380, 2009.

WICKERT, E.; SOUZA, A.; PEREIRA, R. M.; KISHI, L. T.; MACEDO LEMOS, E. G.; GOES, A. Molecular and Pathogenic Study of *Guignardia* spp. Isolates Associated to Different Hosts. **Advances in Microbiology**, v.4, p. 116 - 125, 2014.

YANG, H. Y.; NIU, D. Y.; WANG, L.; WANG, S. J.; ZHANG, C. M.; GAO, X. M.; DU, G.; Hu, Q. F. Dihydroxanthones from the fermentation product of an endophytic fungus *Gliomastix murorum*. **Journal of Asian natural products research**, v.17, n.4, p.319 - 323, 2014.

ARTIGO 2

**PARÂMETROS ECOLÓGICOS DE FUNGOS EM
BROMELIACEAE EM ECOSSISTEMAS NATURAIS E
CULTIVADAS NA BAHIA**

¹Artigo a ser ajustado para posterior submissão ao

PARÂMETROS ECOLÓGICOS DE FUNGOS EM BROMELIACEAE EM ECOSSISTEMAS NATURAIS E CULTIVADAS NA BAHIA

RESUMO: O presente estudo foi realizado com fungos anamorfos associados à Bromeliaceae em três áreas: Serra da Jiboia - Mata Atlântica (Santa Terezinha), Morro da Redenção - Caatinga (Campo Formoso) e Orquilândia Tropical - cultivo (Camaçari). Foram realizadas duas coletas em cada área, no período de maio de 2015 a fevereiro de 2016. Em cada área foram selecionadas e coletadas amostras de três espécies de Bromeliaceae: (*Alcantarea nahoumii* (Leme) J. R. Grant, *Vriesea bahiana* Leme, *Aechmea* sp.) Serra da Jiboia; *Aechmea aquilega* (Salisb.) Griseb., *Hohenbergia catingae* Ulee, *Tillandsia gardneri* Lindl. (Morro da Redenção) e *Aechmea victoriana* L. B. Sm, *Alcantarea nahoumii* (Leme) J. R. Grant, *Neoregelia compacta* (Mez) L.B.Sm (Orquilândia Tropical); e para cada espécie vegetal foram selecionados 10 indivíduos, onde foram amostradas três folhas de cada indivíduo selecionado que continham sintomas ou sinais da presença de fungos. Em Laboratório efetuou-se o isolamento indireto, que consistiu na desinfestação em álcool 70%, hipoclorito de sódio 1% e lavagem em água destilada do material testado. As culturas puras obtidas foram observadas e caracterizadas macroscopicamente e microscopicamente. Foram calculados os seguintes índices ecológicos: riqueza, similaridade, e frequência das espécies fúngicas. Obteve-se uma riqueza total de 27 táxons, distribuídos em 19 gêneros. A riqueza obtida nas áreas foi de 14 táxons para a Serra da Jiboia e Campo Formoso e 17 para Orquilândia Tropical. Houve baixa similaridade entre as comunidades fúngicas das plantas estudadas registrando-se na Serra da Jiboia similaridade entre 16,6% a 50%, no Morro da Redenção variou de 33,3% a 58,8% e na Orquilândia Tropical de 23,3% a 58,3%. A frequência de ocorrência dos fungos também foi considerada baixa nos vegetais estudados, sendo a maior frequência registrada de 12,5% para a espécie *Nigrospora oryzae* para Orquilândia Tropical. O estudo revela a diversidade de fungos que colonizam as diferentes espécies de bromélias, tanto em ecossistemas naturais, como em áreas cultivadas.

Palavras-chave: microfungos, Bromélias, similaridade.

ECOLOGICAL PARAMETERS OF FUNGI IN BROMELIACEAE IN NATURAL AND CULTIVATED ECOSYSTEMS IN BAHIA

ABSTRACT: The present study was carried out with fungi associated with Bromeliaceae in three areas: Serra da Jiboia (Mata Atlântica), municipality of Santa Terezinha; Morro da Redenção (Caatinga), municipality of Campo Formoso; and Tropical Orquilândia (bromeliad Garden), municipality of Camaçari. Two collections were carried out in each area from May 2015 to February 2016. In each area, three species of Bromeliaceae were selected: (*Alcantarea nahoumii* (Leme) JR Grant, *Vriesea bahiana* Leme and *Aechmea* sp.) at Serra da Jiboia; *Aechmea aquilega* (Salisb.) Griseb., *Hohenbergia catingae* Ulee and *Tillandsia gardneri* Lindl. at Morro da Redenção; and *Aechmea Victoriana* L. B. Sm, *Alcantarea nahoumii* (Leme) J. R. Grant and *Neoregelia compacta* (Mez) L.B.Sm at Tropical Orquilândia. For each plant species 10 individuals were selected and three leaves of each selected individual with disease symptoms or fungal signs were collected. In the laboratory, indirect isolation was performed, which consisted of disinfestation in alcohol 70%, sodium hypochlorite 1% and washing in distilled water of leaf fragments. Pure cultures were obtained and characterized macroscopically and microscopically. The following ecological indexes were calculated: richness, similarity, and frequency of fungal species. A total richness of 27 taxa was obtained, distributed in 19 genera. The richness obtained in the areas was 14 taxa for Serra da Jiboia and Campo Formoso and 17 for Tropical Orquilândia. There was a low similarity between the fungal communities in different areas. A similarity between 16.6% and 50% was detected in Serra da Jiboia; 33.3% to 58.8% in Morro da Redenção; and 23.3 % to 58.3%. in Tropical Orquilândia. The frequency of occurrence of fungi was also considered low, with the highest observed frequency of 12.5% for *Nigrospora oryzae* in Tropical Orquilândia. The study reveals the fungal diversity occurring in bromeliads, both in natural ecosystems and in cultivated areas.

Key words: microfungi, Bromeliads, similarity.

INTRODUÇÃO

Na Bahia destacam-se em importância dois biomas: a Caatinga, exclusivamente brasileira, com valores biológicos e econômicos, mas pouco conhecida (LOIOLA, ROQUE e OLIVEIRA, 2012), e a Mata Atlântica, uma das áreas mais ricas, mas que vem sofrendo grande desmatamento, com cerca de 90% da sua vegetação nativa extinta pela ação antrópica (ATLÂNTICA, 2013).

A Caatinga apresenta espécies vegetais xerófitas, herbáceas, cactáceas e bromeliáceas. Estas possuem espinhos e perdem suas folhas na estação seca (ARAÚJO FILHO e CARVALHO, 1997). A Mata Atlântica, por sua vez, é composta por espécies de árvores nobres e de porte como canelas, imbuia, jacarandá, cedro, pau-brasil e outras, como também abrigam diversas espécies de animais (insetos, pássaros, mamíferos, anfíbios, etc). É um grande bioma em diversidade, contribuindo para que o Brasil seja um país rico em espécies de plantas e animais em relação a outros países (BRASIL, 2004). As bromélias na mata atlântica são epífitas em sua maioria, as quais contribuem com recursos alimentares para vários seres vivos, são bioindicadoras e auxiliam na manutenção do micro clima (JENSEN et al., 2011). Na Caatinga também é encontrado bromélias endêmicas, de vários hábitos e que se adaptam ao ambiente xérico, em geral com folhas em rosetas gerando um tanque, com acúmulo de água e nutrientes favorecendo o equilíbrio ecológico desenvolvendo várias formas de vida (ISLAIR et al., 2015) .

Segundo Maia et al. (2015), com relação ao estudo de fungos no Brasil, a Mata Atlântica apresenta uma quantidade elevada de registros, com 3.017 espécies catalogadas, seguida pela Amazônia (1.050), Caatinga (999), Cerrado (638), Pampas (84) e Pantanal (35).

As bromeliáceas são plantas usadas com fins ornamentais de grande valor, com uma enorme variedade de cores e formas que as tornam admiráveis (SOUZA et al., 2015). Dessa forma, elas sofrem com a predação, assim torna-se essencial conhecer os fungos associados a essas espécies, visto que muitas são endêmicas e outras estão em risco de extinção. O presente estudo teve como objetivo estimar a riqueza, frequência e similaridade fúngica associada a bromélias em três áreas na Bahia (Mata Atlântica, Caatinga e Cultivada).

MATERIAL E MÉTODOS

As coletas foram realizadas durante o período de maio de 2015 a Fevereiro de 2016, em três municípios baianos: Campo Formoso (Morro da Redenção, 10° 33'12.1" S 40°19'28.6" W) - região com clima predominante semiárido, inserido na Serra da Jacobina, pertencente à Chapada Diamantina região de Caatinga (FERREIRA, 2013); Santa Terezinha (Serra da Jiboia, 12° 51'14.8" S 39° 28' 36.4" W) - localizada na porção leste da Bahia, no bioma Mata Atlântica com alta diversidade biológica (BLENGINI et al., 2015); e Camaçari - inserido no litoral norte do estado da Bahia (Orquilândia Tropical, 12° 48' 36"S 38° 15' 24" W) onde foram coletadas as espécies cultivadas.

Nas localidades selecionadas foram coletadas amostras de três espécies de Bromeliaceae, sendo dez plantas de uma mesma espécie de onde foram retiradas três folhas com sintomas de colonização fúngica. No Morro da Redenção (Campo Formoso) foram coletadas as espécies: *Aechmea aquilega* (Salisb.) Griseb., *Hohenbergia catingae* Ule e *Tillandsia gardneri* Lindl. Na Serra da Jiboia (Santa Terezinha) *Alcantarea nahoumii* (Leme) J. R. Grant, *Vriesea bahiana* Leme e *Aechmea* sp. Na Orquilândia Tropical (Camaçari) *Aechmea victoriana* L. B. Sm, *Alcantarea nahoumii* (Leme) J. R. Grant e *Neoregelia compacta* (Mez) L.B.Sm.

As amostras coletadas das bromélias foram acondicionadas em sacos de papel kraft, identificadas e encaminhadas ao laboratório de Microbiologia Agrícola da Universidade Federal do Recôncavo da Bahia (UFRB). Fragmentos das folhas com lesões foram submetidos ao isolamento indireto, que consistiu na desinfestação em álcool 70% por dois minutos, hipoclorito de sódio a 1% por dois minutos e lavados por quatro vezes com água destilada. Após esse processo os fragmentos foram transferidos para o meio de cultura BDA (Batata – dextrose – ágar). Os fungos foram repicados para obtenção de culturas puras e foram observados e caracterizados macroscopicamente e microscopicamente. Alguns isolados fúngicos não produziram estruturas reprodutivas, mesmo em diferentes meios de cultivo, permaneceram na forma micelial e foram considerados *Mycelia sterilia*.

As culturas foram preservadas pelo método Castellani (1967) onde porções do micélio dos fungos foram colocados em frasco tipo penicilina com água destilada esterilizada e fechados.

As espécies foram identificadas utilizando a literatura especializada. Foram calculados índices ecológicos: riqueza, similaridade, e frequência das espécies fúngicas. A riqueza foi determinada pelo número total de táxons encontrados nos municípios (BROWER, ZAR e VON ENDE, 1998). A similaridade entre plantas da mesma área foram obtidas a partir do coeficiente de Sørensen, $IS = 2c/A+B \times 100$, onde c = o número de táxons comuns às plantas das áreas e $A+B$ = número de táxons presentes nas áreas (MULLER-DOMBOIS, 1981). A frequência de ocorrência foi calculada com base na fórmula $F = n \times 100/N$, onde n = número de isolados para cada espécie e N = número total de isolados estudados das respectivas áreas pesquisadas (DAJOZ, 1983).

RESULTADOS E DISCUSSÃO

Foram obtidos 225 isolados fúngicos, destes, 74 provenientes das amostras de Morro da Redenção, 81 da Serra da Jiboia e 80 Orquilândia Tropical (Tabela 1). A diferença encontrada entre as áreas quanto ao número de espécies fúngicas reflete os ambientes em que estão inseridas as bromélias, bem com as características vegetacionais e estruturais das plantas estudadas em cada área. A Serra da Jiboia apresenta morros com vegetações do tipo campo rupestres no topo, caatinga na base e mata higrófila nas encostas (QUEIROZ, SENA e COSTA 1996), apresentando clima subúmido a seco. As bromélias estudadas se encontravam em área de campo rupestre em solos rochosos e sujeitas a insolação, outra parte foi coletada na mata sob as árvores. O Morro da Redenção, por sua vez, inserido na Caatinga apresenta plantas xerófilas, espinhentas, cactos e bromélias, a maioria rupícolas, arbustos e árvores de pequeno porte. O clima é caracterizado como semiárido a seco e úmido, a região faz parte do “Polígono das Secas” devido aos longos períodos de estiagem (FERREIRA, 2010). A Orquilândia Tropical possui um ambiente controlado para o cultivo de bromélias e orquídeas.

A frequência de ocorrência das populações fúngicas sobre cada planta por área possibilitou observar que na Serra da Jiboia os valores variaram de 1,2 a 11,1%, sendo as espécies mais frequentes *Curvularia eragrostidis* (6,2%), *Pestalotiopsis palmarum*, *Purpureocillium lilacinum* (8,6%) e *Nigrospora oryzae* (11,1%), No Morro da Redenção, os valores foram de 1,4 a 10,8%, com *Acremonium murorum* e *Hypoxylon* apresentando 5,4%, *Xylaria* 8,1% e *Trichoderma harzianum* com a maior frequência de 10,8%. Na área da Orquilândia Tropical verificou-se 1,3 a 12,5% de frequência de ocorrência, com destaque para *Phomopsis archeri* 6,3%, *Colletotrichum crassipes* 11,3% e *Nigrospora oryzae* 12,5% (Tabela 1). Os resultados demonstram uma baixa frequência de espécies ocorrendo nos vegetais investigados, sendo 12,5% o máximo de frequência registrado para a espécie *Nigrospora oryzae* ocorrendo na bromélia *Alcantarea nahoumii* na Orquilândia Tropical. As folhas de bromélias apresentam estrutura rígida (SILVA e SCATENA, 2011) que podem dificultar a penetração e colonização de fungos conforme foi observado nos ambientes estudados.

As espécies mais frequentes de fungos foram: *Trichoderma harzianum* (10,8%) em *Aechmea aquilega* no Morro da Redenção e em *Alcantarea nahoumii* e *Vriesea bahiana* na Serra da Jiboia; *Nigrospora oryzae* (11,1%) em *Vriesea bahiana* na Serra da Jiboia e na Orquilândia Tropical; *Colletotrichum crassipes* (11,3%) em *Aechmea victoriana* e *Vriesea bahiana* na Serra da Jiboia; e *Nigrospora oryzae* (12,5 %) em *Alcantarea nahoumii*. Espécie *Nigrospora oryzae* que ocorreu em todas as bromélias e locais apresenta crescimento rápido, podendo ocorrer como endófito, sapróbio ou patogênico dependendo das condições ambientais (KUMAR et al., 2015).

Tabela 1. Frequência de ocorrência de Fungos associados à Bromeliaceae na Serra da Jiboia, Morro da Redenção e Orquilândia Tropical. **An=** *Alcantarea nahoumii*; **Vb=** *Vriesea bahiana*; **Ae sp.=** *Aechmea sp.*, **Aa=** *Aechmea aquilega*; **Tg=** *Tillandsia gardneri*, **Hc=** *Hohenbergia catingae*, **Av=** *Aechmea victoriana*, **Nc=** *Neoregelia compacta*.

Gêneros/Espécies	Serra da Jiboia				Morro da Redenção				Orquilândia Tropical									
	An		Vb		Ae sp.		Aa		Tg		Hc		Av		An		Nc	
	N° Colônias	%	N° Colônias	%	N° Colônias	%	N° Colônias	%	N° Colônias	%	N° Colônias	%	N° Colônias	%	N° Colônias	%	N° Colônias	%
<i>Acremonium murorum</i> (Corda) W. Gams		0,0	0,0	0,0	0,0	1	1,4	4	5,4	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	1	1,3		
<i>Aspergillus foetidus</i> Thom & Raper	2	2,5	0,0	0,0	0,0	2	2,7	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0		
<i>Aspergillus niger</i> Tiegh.	4	4,9	0,0	0,0	0,0	2	2,7	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	1	1,3		
<i>Calonectria gracilis</i> (Bugnic.) Boesew.		0,0	0,0	1	1,2	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0		
<i>Cladosporium cladosporioides</i> (Fresen.) G.A. de Vries		0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	1	1,3	0,0	1	1,3			
<i>Cladosporium sphaerospermum</i> Penz		0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	3	4,1	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0		
<i>Clonostachys rosea</i> (Link) Schroes, Samuels, Seifert & W. Gams		0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	4	5,0		
<i>Colletotrichum capsici</i> (Syd. & P. Syd.) E.J. Butler & Bisby		0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	2	2,7	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0		
<i>Colletotrichum crassipes</i> (Speg.) Arx		0,0	4	4,9	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	9	11,3	0,0	4	5,0			
<i>Colletotrichum dematium</i> (Pers.) Grove		0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	1	1,3			
<i>Colletotrichum gloeosporioides</i> (Penz.) Penz. & Sacc.	2	2,5	2	2,5	0,0	1	1,4	1	1,4	0,0	3	3,8	0,0	2	2,5			
<i>Curvularia eragrostidis</i> (Henn.) J.A. Mey.		0,0	0,0	5	6,2	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0			
<i>Curvularia pallescens</i> Boedijn		0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	1	1,3	0,0	1	1,3			
<i>Glomerella cingulata</i> (Stoneman) Spauld. & H. Schrenk		0,0	3	3,7	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	4	5,0	0,0	0,0	0,0			
<i>Guignardia</i> sp.		0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	2	2,5			
<i>Hypoxylon</i> sp.		0,0	0,0	0,0	0,0	2	2,7	4	5,4	4	5,4	0,0	0,0	0,0	0,0			
<i>Nigrospora oryzae</i> (Berk. & Broome) Petch	6	7,4	9	11,1	4	4,9	2	2,7	3	4,1	3	4,1	1	1,3	10	12,5	3	3,8
<i>Nigrospora sacchari</i> (Speg.) E.W. Mason		0,0	0,0	3	3,7	1	1,4	0,0	0,0	3	4,1	0,0	0,0	0,0	0,0			
<i>Pestalotiopsis palmarum</i> (Cooke) Steyaert		0,0	7	8,6	0,0	3	4,1	0,0	0,0	1	1,4	3	3,8	4	5,0	1	1,3	
<i>Pestalotiopsis palustris</i> Nag Raj		0,0	0,0	0,0	0,0	2	2,7	0,0	0,0	1	1,4	0,0	0,0	0,0	0,0			
<i>Phoma cava</i> (<i>Pyrenochaeta cava</i>) Schulzer		0,0	0,0	1	1,2	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	1	1,3	0,0	0,0	0,0			
<i>Phomopsis archeri</i> B. Sutton		0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	5	6,3	0,0	4	5,0			
<i>Phyllosticta</i> sp.		0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	3	3,8	1	1,3	0,0			
<i>Pithomyces sacchari</i> (Speg.) M.B. Ellis		0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	1	1,3			
<i>Purpureocillium lilacinum</i> (Thom) Samson		0,0	0,0	7	8,6	1	1,4	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	1	1,3			
<i>Trichoderma harzianum</i> Rifai	2	2,5	2	2,5	0,0	8	10,8	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0			
<i>Xylaria</i> sp.		0,0	1	1,2	1	1,2	0,0	6	8,1	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0			
<i>Mycelia sterilia</i>	6	7,4	6	7,4	3	3,7	6	8,1	3	4,1	5	6,8	3	3,8	1	1,3	3	3,8
Total	22	27,2	34	42,0	25	30,9	31	41,9	24	32,4	19	25,7	34	42,5	16	20,0	30	37,5

A riqueza de espécies fúngicas nas áreas estudadas foi de 27 táxons, distribuídos em 19 gêneros, sendo 14 táxons para Serra da Jiboia (Santa Terezinha) e para Morro da Redenção (Campo Formoso) e 17 para Orquilândia Tropical (Camaçari) (Tabela 1). Dentre os locais estudados apenas cinco táxons foram comuns aos três: *Aspergillus niger* Tiegh., *Colletotrichum gloeosporioides* (Penz.) Penz & Sacc., *Nigrospora oryzae* (Berk, & Broome) Petch, *Pestalotiopsis palmarum* (Cooke Steyaert) e *Purpureocillium lilacinum* (Thom) Samson. Orquilândia Tropical apresentou o maior número de táxons exclusivos, seguido pelo Morro da Redenção e Serra da Jiboia (Figura 1).

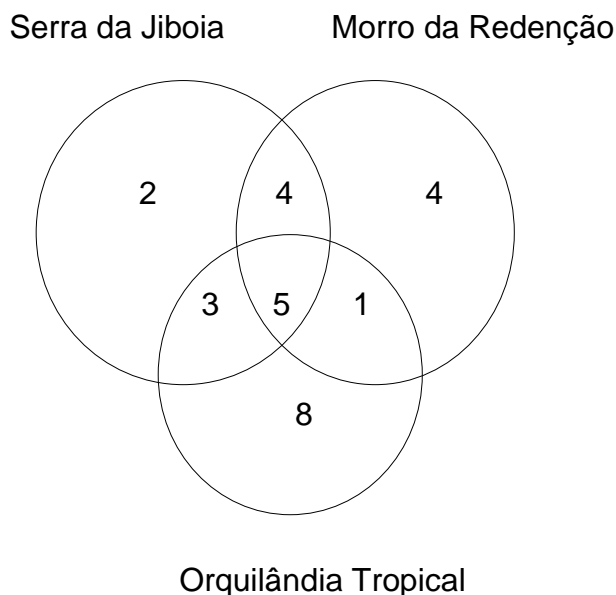


Figura 1. Táxons exclusivos e comuns em Serra da Jiboia (Santa Terezinha), Morro da Redenção (Campo Formoso) e Orquilândia Tropical (Camaçari), Bahia.

Na Orquilândia Tropical a maior quantidade de espécies de fungos associados às bromélias pode ser justificada por ser um ambiente de estufa, com uma diversidade de plantas de vários ecossistemas e com controle de temperatura e umidade, sendo um ambiente confinado, o que concentra um grande número de esporos no ar. A maior parte das espécies encontradas nesse espaço foi trazida da Tailândia. Vale salientar que áreas cultivadas sofrem com aplicações de defensivos e adubos químicos, o que pode influenciar na nutrição das plantas e torná-las suscetíveis a pragas e doenças (TOKESHI, 2002; PIKANÇO, 2010), bem como podem selecionar as espécies fúngicas resistentes a

estes produtos. Contudo, foram registradas espécies comuns a *Aechmea victoriana* e *Neoregelia compacta* (*Cladosporium cladosporioides*, *Curvularia pallescens*, *Phomopsis archeri*), *Aechmea victoriana* e *Alcantarea nahoumii* (*Phyllosticta* sp.). *Clonostachys rosea*, *Colletotrichum dematium*, *Guignardia* sp. e *Pithomyces sacchari* foram registrados apenas em *Neoregelia compacta*. Os táxons *Guignardia* sp. e *Phyllosticta* sp. são estádios sexuais do mesmo gênero de fungo, mas foram encontrados em hospedeiros diferentes e podem corresponder a duas espécies diferentes.

As cinco espécies de fungos comuns aos locais estudados são frequentemente encontradas em outros hospedeiros, sendo amplamente registradas (COSTA et al., 2009; REIS, BOITEUX e HENZ, 2009; COSTA et al., 2012; MUSSI-DIAS et al., 2012; SANTOS et al., 2014; LIMA e CAVALCANTI, 2014; LIMA et al., 2014; COSTA e GUSMÃO, 2016; CANDEIAS et al., 2016)

Apesar das espécies de bromélias ocorrerem em ambientes distintos, a riqueza fúngica foi semelhante em todas as áreas. No entanto, a composição de espécies para cada área e espécie de bromélia revela-se heterogênea. Essa heterogeneidade tem sido encontrada em estudos de diversidade fúngica conduzidos na mata atlântica, comparando-se pontos de amostragem em uma mesma área e substratos diferentes (MARQUES, GUSMÃO e MAIA, 2008). Na caatinga, Silva, Isabel e Gusmão (2014) estudando substratos vegetais submersos, obtiveram 90 espécies de fungos anamorfos demonstrando a riqueza de espécies fúngicas em diferentes substratos e condições de decomposição. Os dados encontrados confirmam a existência de uma comunidade fúngica característica associada a bromélias em ecossistemas naturais e cultivados.

A similaridade fúngica entre as plantas ocorrentes em uma mesma área investigada foram baixas. Para a Serra da Jiboia a similaridade variou de 16,6% a 50%, sendo *Alcantarea nahoumii* e *Vriesea bahiana* as plantas com maiores percentuais encontrados (Figura 2). As espécies *Alcantarea nahoumii* e *Vriesea bahiana* pertencem à mesma subfamília Tillandsioideae, são rupícolas, crescem em afloramentos rochosos, com ocorrência próxima em ambiente iluminado. Essas plantas embora tenham dimensões diferentes, apresentam as mesmas características morfológicas em suas estruturas essenciais (PEREIRA et al., 2009) e talvez tais características sejam responsáveis pela maior similaridade dos fungos encontrados.

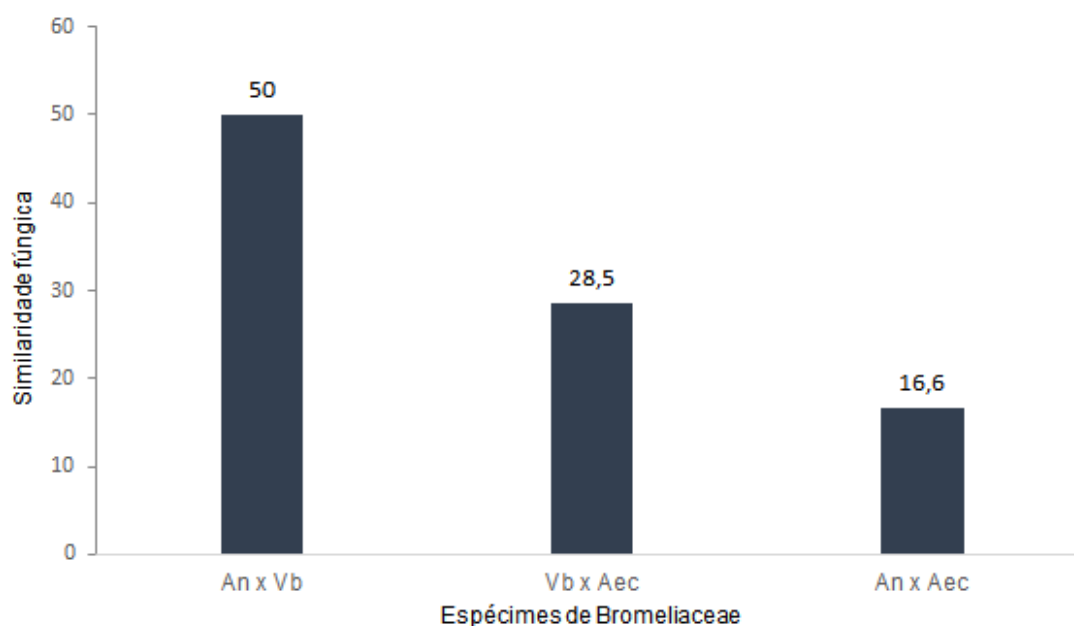


Figura 2. Similaridade entre populações de fungos ocorrentes em bromélias a partir do índice de Sørensen, na Serra da Jiboia (Santa Terezinha), Bahia. An= *Alcantarea nahoumii*; Vb= *Vriesea bahiana*; Aec= *Aechmea* sp.

A similaridade entre os vegetais investigados no Morro da Redenção apresentou índices entre 33,3% a 58,8%, ocorrendo maior registro para *Aechmea aquilega* e *Hohenbergia catingae* (Figura 3). Estas espécies possuem estruturas foliares distintas, mas são rupícolas, pertencem à mesma subfamília Bromelioideae e estavam próximas no local de investigação. Os fungos comuns às duas espécies de bromélias são polípagos e a proximidade entre elas favorece a disseminação. *Aechmea aquilega* e *Hohenbergia catingae* são endêmicas do Brasil (FORZZA et al., 2015),

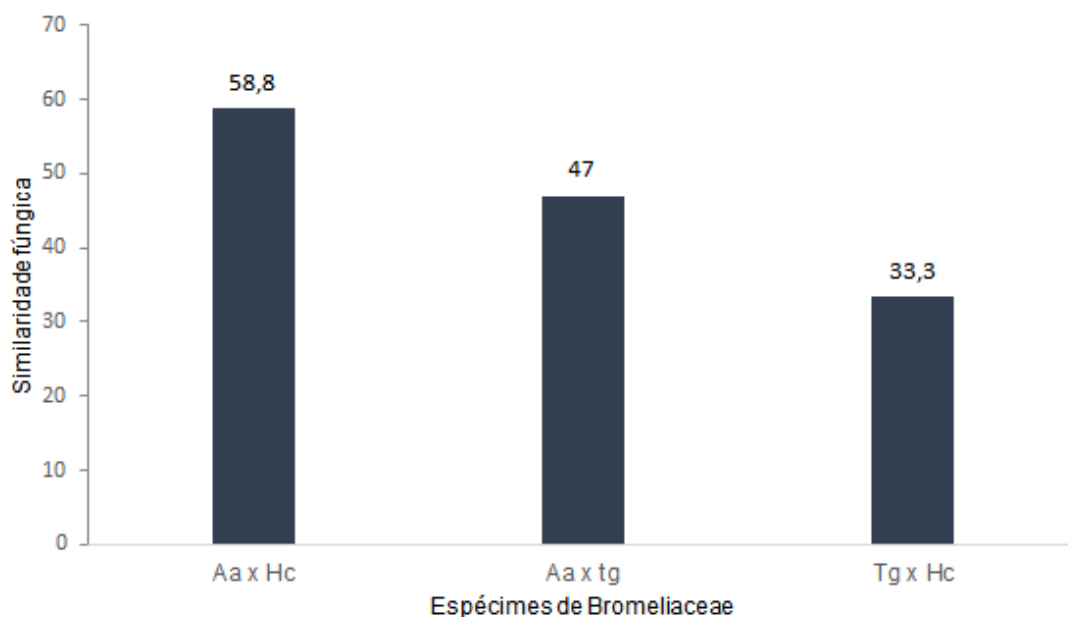


Figura 3. Similaridade entre populações de fungos ocorrentes em bromélias a partir do índice de Sørensen, no Morro da Redenção (Campo Formoso), Bahia. Aa= *Aechmea aquilega*; Hc = *Hohenbergia catingae*; Tg= *Tillandsia gardneri*

As bromélias estudadas a partir de material proveniente de Camaçari revelaram uma similaridade entre 23,5% e 58,3%, sendo *Aechmea victoriana* e *Neoregelia compacta* as mais semelhantes (Figura 4). Os espécimes coletados estavam próximos na Orquilândia e apesar das estruturas diferenciadas das folhas, essa proximidade pode ter facilitado a disseminação entre elas. Os fungos registrados são bastante comuns e tem ampla gama de hospedeiros. Estas espécies de bromélias pertencem a subfamília Bromelioideae são epífitas e endêmicas do Brasil (FORZZA et al., 2015).

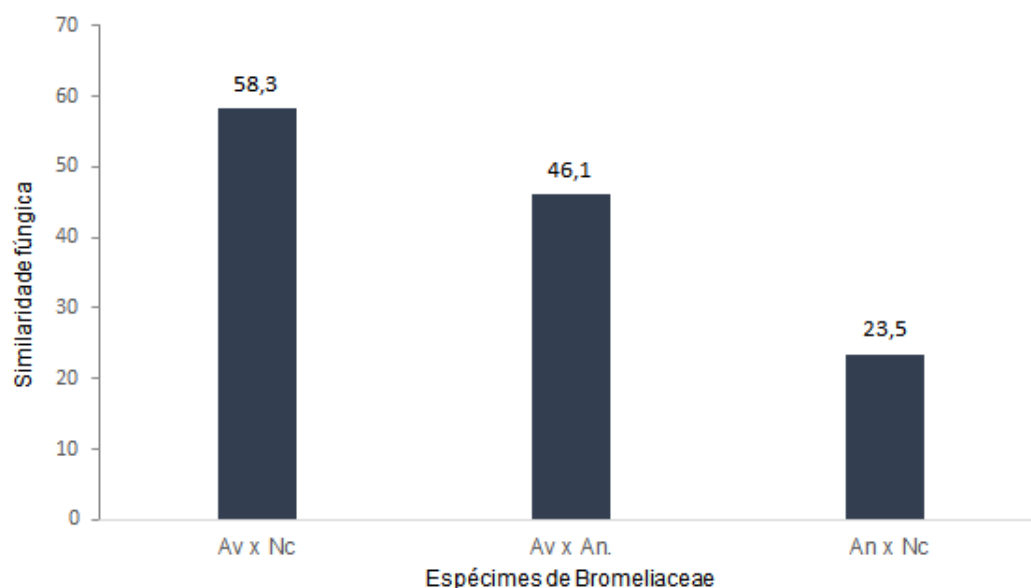


Figura 4. Similaridade entre populações de fungos ocorrentes em bromélias a partir do índice de Sørensen, no Orquilândia Tropical (Camaçari), Bahia. Av= *Aechmea victoriana*; An= *Alcantarea nahoumii*; Nc= *Neoregelia compacta*

A diferença nos valores de similaridades pode estar relacionada aos ambientes dos locais de coleta, à proximidade genética e morfologia foliar das espécies estudadas. Tais fatores já foram observadas por Magalhães et al. (2011) estudando fungos anamorfos na serapilheira de árvores da Mata Atlântica encontrando similaridade variando de 45,9% a 60,9% entre as espécies de árvores. Esta variação maior que a constatada neste trabalho foi atribuída à diferença entre substratos (plantas de famílias muito distintas). Dessa forma, confirma-se a afirmativa de Polishook, Bills e Lodge (1996) de que amostras coletadas de uma mesma espécie de planta tendem a ter alta similaridade, comparadas às amostras de diferentes espécies vegetais em uma mesma área.

CONSIDERAÇÕES FINAIS

- Foram registrados 27 táxons de fungos associados a Bromeliaceae distribuídos em 19 gêneros, sendo 14 associados a bromélias em ecossistemas naturais Mata atlântica (Serra Jiboia), Caatinga (Morro da redenção) e 17 em área cultivada, Orquilândia Tropical (Camaçari);
- As espécies fúngicas *Aspergillus niger*, *Colletotrichum gloeosporioides* (Penz.), *Nigrospora oryzae*, *Pestalotiopsis palmarum* (Cooke Steyaert) e *Purpureocillium lilacinum* foram comuns para os três municípios;
- A similaridade fúngica analisada pelo índice de Sørensen foi baixa entre as bromélias dos locais estudados, registrando para Serra da Jiboia similaridade entre 16,6% a 50%, no Morro da Redenção variação de 33,3% a 58,8% e a Orquilândia Tropical de 23,3% a 58,3%.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- APARECIDO, C.C.; HUANG, C.T.M.; PASSADOR, M.M.; FINATTI, D.; FIGUEIREDO, M.B. **Avaliação da viabilidade de culturas fúngicas preservadas pelos métodos de castellani (água destilada) e liofilização.** *Biológico*, São Paulo, v.69, n.1, p.5-8, 2007.
- ARAÚJO FILHO, J.A.; CARVALHO, F. C.; **Desenvolvimento Sustentado da Caatinga**, EMBRAPA-CNPQ, Sobral, CE, 19 p. (Circular Técnico, 13), 1997.
- ATLÂNTICA, SOS Mata. INPE. **Atlas dos remanescentes florestais da Mata Atlântica, período 2011 - 2012**, São Paulo, 2013.
- BLENGINI, I. A. D.; CINTRA, M. A. M. U.; CUNHA, R. P. P. C.; CAIAFA, A. N. Proposta de unidade de Conservação da Serra da Jiboia, 2015. Disponível em: <http://www.gamba.org.br/wp-content/uploads/2016/03/Proposta-Final.pdf>, Acesso em: 10/11/2016.
- BROWER, J. E.; ZAR, J.H.; VON ENDE, C. A. **Field and laboratory methods for general ecology**. 4 ed. Boston: WCB McGraw-Hill, p.273, 1998.
- BRASIL. Ministério do Meio Ambiente. Secretaria de Políticas para o desenvolvimento sustentável. **Mata Atlântica: o futuro é agora**. Brasília: MMA. 16 p. 2004.
- CASTELLANI, A. A Maintenance and Cultivation of the common pathogenic fungi of man in sterile distilled water. **Further researches Jour. Trop. Med. Hyg.** v. 70, p. 181 - 184, 1967.
- CANDEIAS, E. L.; SANTOS, M. L. C.; DUARTE, E. A. A.; OLIVEIRA, T. A. S.; BEZERRA, J. L.; SOARES, A. C. F. Fungos endofíticos de raízes de sisal antagonistas ao *Aspergillus*. **Agrotrópica**, v. 28, n. 1, p. 29-36, 2016.
- COSTA, A. K. F.; FREIRE, F. C. O.; VIEIRA, G. P.; ANDRADE, J. A.; MENDES, F. N. P.; Fungi associated with Brazil nut and groundnut kernels sold in Fortaleza city (Brazil). **Revista Ciência Agronômica**, v. 40, n. 3, p. 455 – 460, 2009.
- COSTA, I. P. M. W.; ASSUNÇÃO, M.M.C.; LIMA, T. E. F.; OLIVEIRA, R. J. V.; CAVALCANTI, M.A.Q. Checklist of endophytic fungi from tropical regions. **Mycotaxon**, v. 119, p. 494, 2012.
- COSTA, L. A.; GUSMÃO, L. F. P. Communities of saprobic fungi on leaf litter of *Vismia guianensis* in remnants of the Brazilian Atlantic Forest. **Journal of Forestry Research**, v. 28, p. 1-10, 2016.
- DAJOZ, R. **Ecologia Geral**. Petrópolis: Ed. Vozes, p.472, 1983.
- FERREIRA J. O. (2010), Campo Formoso, disponível em: <http://ambientalcampoformoso.blogspot.com.br/> acessado em 14/11/2016.
- FERREIRA J. O. Zonas Fitogeográficas de Campo Formoso, 2013, disponível: http://ambientalcampoformoso.blogspot.com.br/2013_06_01_archive.html. Acesso em 03/06/2016.

FORZZA, R.C.; COSTA, A.; SIQUEIRA FILHO, J.A.; MARTINELLI, G.; MONTEIRO, R.F.; SANTOS - SILVA, F.; SARAIVA, D. P.; PAIXÃO SOUZA, B.; LOUZADA, R.B.; VERSIEUX, L. 2015. Bromeliaceae in Lista de Espécies da Flora do Brasil. Jardim Botânico do Rio de Janeiro.

Disponível em: <<http://floradobrasil.jbrj.gov.br/jabot/floradobrasil/FB6131>>. Acesso 17/11/ 2016.

ISLAIR, P.; CARVALHO, K. S.; FERREIRA, F. C.; ZINA, J. Bromeliads in Caatinga: an oasis for invertebrates. **Biotemas**, v. 28, n.1, p. 67-77, 2015.

JENSEN, C. A. S.; NASCIMENTO, F. C.; JENSEN R. C.; ROTONDARO, E. E.; SAITO, R. T.; Bromélia: promoção da diversidade x riscos á saúde ambiental. **Revista Brasileira de Ciências ambientais**, n. 19, 2011.

KUMAR, P.; KANDAN, A.; AKHTAR, J.; GAWADE, B.H. *Nigrospora oryzae*: na endophyte of potential application in agriculture, disponível em: <http://www.biotecharticles.com/Agriculture-Article/Nigrospora-Oryzae-An-Endophyte-of-Potential-Application-in-Agriculture-3425.html>. Acesso em 01/12/2016.

LIMA, T. E. F.; CAVALVANTI, M. S. Fungos endófitos e do filoplano de *Caesalpinia echinata* lam da Estação ecológica de Tapacurá, PE. **Agrotropica**, v. 26, n. 1, 2014.

LIMA, T. E. F.; OLIVEIRA, R. J. V.; BEZERRA, J. L.; CAVALCANTI, M. A. Q. Endophytic fungi from leaves and roots of *Vitis labrusca* cv. Isabel in Pernambuco/Brazil. **Sydowia**, v. 66, n. 1, 2014.

LOIOLA, M.I.B.; ROQUE, A. A.; OLIVEIRA, A. C. P.; Caatinga: Vegetação do semiárido brasileiro. **Ecologia**, v. 4, p. 14 – 19, 2012.

MAIA, L.C.; CARVALHO JÚNIOR, A. A.; CAVALCANTI, L.H.; GUGLIOTTA, A.M.; DRECHSLER, E. R. S.; SANTIAGO, A. L. M.; CÁCERES, M. E. S.; GIBERTONI, T. B.; APTROOT, A.; GIACHINI, A. J.; SOARES, A. M. S.; SILVA, A. C. G.; MAGNAGO, A. C.; GOTO, B. T.; LIRA, C. R. S.; MONTOYA, C. A. S.; ZOTTARELLI, C. L. A. P.; SILVA, D. K. A.; SOARES, D. J.; REZENDE, D. H. C.; LUZ, E. D. M. N.; GUMBOSKI, E. L.; W, F.; KARSTEDT, F.; FREIRE, F. M.; COUTINHO, F. P.; MELO, G. S. N.; SOTÃO, H. M. P. BASEIA, I. G.; PEREIRA, J.; OLIVEIRA, J. J. S.; SOUSA, J. F.; BEZERRA, J. L.; ARAÚJO NETA, L. S.; PFENNING, L. H.; GUSMÃO, L. F. P.; NEVES, M. A.; CAPELARI, M.; MELISSA, C. W. J.; PULGARÍN, M. P.; JÚNIOR MENOLLI, N.; MEDEIROS, P. S.; FRIEDRICH, R. C. S.; CHIKOWSKI, R. S.; PIRES, R. M.; MELO, R. F.; SILVEIRA, M. B. URREA VALENCIA, S.; CORTEZ, V. G.; SILVA, V. F. Diversity of Brazilian Fungi. **Rodriguésia**, v. 66, n. 4, p. 1033-1045, 2015.

MAGALHÃES, D. M. A.; LUZ, N.M. D. E.; MAGALHÃES, A. F.; FILHO-SANTOS, L.P.; LOGUERCIO, L. L.; BEZERRA, J.L. Riqueza de fungos anamorfos na serapilheira de *Manilkara maxima*, *Parinari alvimii* e *Harleyodendron unifoliolatum* na Mata Atlântica do Sul da Bahia. **Acta Botanica Brasilica**, v.25, n.4, p. 899-907, 2011.

MARQUES, M. F. O. ; GUSMÃO, L. F. P.; MAIA, L. C. Riqueza de espécies fungos conidiais em duas áreas de Mata Atlântica no Morro da Pioneira, Serra da Jibóia, BA, Brasil. **Acta Botanica Brasilica**, v.22, n. 4, p. 954 – 961, 2008.

MULLER-DOMBOIS, D. Ecological measurements and microbial populations. In: D.T. Wicklow e G.C. Carroll (eds.). **The fungal community: Its organization and role in the ecosystem**. New York: Marcel Dekker, p. 173-184, 1981.

MUSSI-DIAS, V.; ARAÚJO, A. C. O.; SILVEIRA, S.F.; ROCABADO, J.M.A.; ARAÚJO, K.L. Fungos endofíticos associados a plantas medicinais.

Revista Brasileira de Plantas Mediciniais, v.14, n.2, p.261-266, 2012.

PEREIRA, A. R.; ANDRADE, A. C. S.; PEREIRA, T. S.; FORZZA, R. C.; RODRIGUES, A. S. Comportamento germinativo de espécies epífitas e rupícolas de Bromeliaceae do Parque Estadual do Ibitipoca, Minas Gerais, Brasil. **Revista Brasileira de Botânica**, v. 32, n. 4, p. 827-838, 2009.

PICANÇO, M. C. Manejo integrado de pragas, Viçosa, MG, 2010

POLISHOOK, J.D.; BILLS, G.F. & LODGE, D.J. Microfungi from decaying leaves of two rain forest trees in Puerto Rico. **Journal of Industrial Microbiology**, v.17: 284-294. 1996.

QUEIROZ, L. P.; SENA, T. S. N.; COSTA, M. J. S. L. Flora vascular da Serra da Jibóia, Santa Terezinha - Bahia. I: o campo rupestre. **Sitientibus**, v. 15, p. 27-40, 1996.

REIS, A.; BOITEUX, L.S.; HENZ, G.P. Antracnose em hortaliças da família Solanacea. Brasília: **Embrapa Hortaliças comunicado técnico**, 9p, 2009.

SANTOS, P. O. D.; SILVA, A. C. M. D.; CORRÊA, É. B.; MAGALHÃES, V. C.;

SOUZA, J. T. D. Additional species of *Aspergillus* causing bole rot disease in *Agave sisalana*. **Tropical Plant Pathology**, v.39, n.4, p. 331-334, 2014.

SILVA, S. S.; ISABEL, T. S. S.; GUSMÃO, L. F. P. Fungos conidiais associados a substratos vegetais submersos em algumas áreas do bioma Caatinga.

Rodriguésia, v.65, n.2, p.527-538, 2014.

SILVA, V. I.; SCATENA, V. L. Anatomia foliar de espécies de Bromeliaceae (Poales) da Amazônia, Mato Grosso, Brasil. **Revista de Ciências Agro-Ambientais**, v.9, n.2, p.225 - 240, 2011.

SOUZA, E. H.; SOUZA, F. V. D.; ROSSI, M. L.; BRANCALLEÃO, N.; LEDO, C. A. S.; MARTINELLI, A. P.; Viability, storage and ultrastructure analysis of *Aechmea bicolor* (Bromeliaceae) pollen grains, an endemic species to the Atlantic forest.

Euphytica, v. 204, p. 13 – 28, 2015.

TOKESHI, H. Doenças e pragas agrícolas geradas e multiplicadas pelos agrotóxicos. **Revista Cultivar Grandes culturas**, n. 39, 2002. Disponível em <http://www.grupocultivar.com.br/artigos/doencas-e-pragas-agricolas-geradas-e-multiplicadas-pelos-agrotoxicos>. Acesso em 16/11/2016.