



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

CAMILA ESTELITA VOGLEY ALVES DE SÁ

**MYXOMYCETES COMO POSSÍVEIS BIO-INDICADORES E POTENCIAIS
ANTAGONISTAS NO BIO-CONTROLE DE FUNGOS FITOPATOGÊNICOS A
COCOS NUCIFERA L.**

Recife
2021

CAMILA ESTELITA VOGLEY ALVES DE SÁ

**MYXOMYCETES COMO POSSÍVEIS BIO-INDICADORES E POTENCIAIS
ANTAGONISTAS NO BIO-CONTROLE DE FUNGOS FITOPATOGÊNICOS A
COCOS NUCIFERA L.**

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

Área de concentração: Ecologia e
Taxonomia de Fungos

Orientadora: Prof^a Dr^a. Laise de Holanda Cavalcanti Andrade

Coorientador: Prof. Dr. Alexandre Reis Machado

Recife

2021

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

Sá, Camila Estelita Vogeley Alves de

Myxomycetes como possíveis bio-indicadores e potenciais antagonistas no bio-controle de fungos fitopatogênicos a *Cocos nucifera* L. / Camila Estelita Vogeley Alves de Sá – 2021.

104 f. : il., fig., tab.

Orientadora: Laise de Holanda Cavalcanti Andrade

Coorientador: Alexandre Reis Machado

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

Inclui referências e anexo.

1. Fungos 2. Palmeira 3. Predação (Biologia) I. Andrade, Laise de Holanda Cavalcanti (orient.). II. Machado, Alexandre Reis (coorient.) III. Título

579.5

CDD (22.ed)

UFPE/CB-2021-303

CAMILA ESTELITA VOGLEY ALVES DE SÁ

**MYXOMYCETES COMO POSSÍVEIS BIO-INDICADORES E POTENCIAIS
ANTAGONISTAS NO BIO-CONTROLE DE FUNGOS FITOPATOGÊNICOS A
COCOS NUCIFERA L.**

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

Aprovada em:16/07/2021.

BANCA EXAMINADORA

Dr^a. Laise de Holanda Cavalcanti Andrade (Orientadora)
Universidade Federal de Pernambuco

Dr^a. Norma Buarque de Gusmão (Titular)
Universidade Federal de Pernambuco

Dr. Leandro de Almeida Neves Nepomuceno Agra (Titular)
Secretaria da Educação da Cidade do Recife

Dr. Felipe Wartchow (Suplente) Universidade Federal da Paraíba

Dr^a. Larissa Trierveiler Pereira (Suplente) Universidade Federal de São Carlos

AGRADECIMENTOS

Agradeço ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq) pelo apoio financeiro disponibilizado pelo programa de cotas da Pós-Graduação.

À Universidade Federal de Pernambuco (UFPE) por ter disponibilizado os laboratórios, equipamentos e os docentes que colaboraram para o meu crescimento científico e pessoal neste percurso.

Ao Laboratório de Myxomycetes - LABMIX (Departamento de Botânica) e Laboratório de Micologia Ambiental – MIC AMB pela permissão de uso do espaço físico e toda estrutura disponível para a realização do trabalho.

À minha orientadora, Prof. Dra. Laise de Holanda Cavalcanti Andrade, uma das pessoas mais incríveis que eu já tive o prazer de conhecer, que esteve comigo durante muitos anos da minha jornada, com toda a paciência e carinho possível, auxiliando, puxando as orelhas quando necessário, orientando e ensinando. A senhora sempre terá um lugarzinho especial em meu coração e memória. Nada que eu fale teria como agradecer tudo o que eu aprendi, tanto cientificamente como pessoalmente. Obrigada por tudo.

Ao meu co-orientador, Prof. Dr. Alexandre Reis Machado, por ter me acolhido de braços abertos como orientanda e ter contribuído rigorosamente na minha formação científica. Agradeço a todos os ensinamentos, todo o companheirismo, cuidado e paciência durante esses dois anos.

Ao Dr. Luiz Gonzaga Biones Ferras, pesquisador do Instituto Agrônomo de Pernambuco (IPA), por ter disponibilizado todo o tempo do mundo para me orientar, ter contribuído significativamente no meu aprendizado e ter disponibilizado o coqueiral de coleta para a realização do trabalho.

Agradeço a todos os professores do PPGBF que participaram efetivamente na minha formação científica, assim como aos técnicos da sala de meio e funcionários da coordenação por sempre estarem dispostos, com muita paciência, a tirarem minhas dúvidas e resolverem quaisquer questões.

À doutoranda Juliana Mello, que me auxiliou em diversas práticas laboratoriais no MIC AMB e teve a maior paciência do mundo para ensiná-las.

Gostaria de agradecer também aos meus colegas do PPGBF Danilo Chagas, Mayara Luiza e Jaíne Parentes, por todos os momentos indescritíveis de diversão e apanhamento. Sem vocês, tenham certeza que esses dois anos não teriam sido tão bons.

Por último, mas não menos importante, agradeço a Deus e a Nossa Senhora, assim como a minha mãe Georgeane Estelita Marques Vogeley e minha companheira Geovana Lacerda Buhrer, por carminharem ao meu lado e segurarem minha mão quando eu já não tinha mais forças.

RESUMO

Cocos nucifera L. (Arecaceae) apresenta grande importância econômica e social, sendo a região Nordeste a maior produtora de coco do Brasil. Os mixomicetos (Myxomycetes) compõem, juntamente com os fungos de interesse agrônomo, a microbiota presentes nos coqueiros e nas palmeiras em geral. Os potenciais bio-indicativo e antagônico destes organismos ainda são pouco estudados, principalmente quando relacionados a espécies de fungos fitopatogênicos. O trabalho teve o objetivo de ampliar o conhecimento acerca da microbiota associada ao coqueiro, apresentar o potencial dos mixomicetos como bio-indicadores de sanidade foliar e demonstrar seu potencial antagônico a espécies fitopatogênicas de interesse agrônomo. Investigou-se a microbiota presente em coqueiros da variedade Anã com diferentes níveis de sanidade em coqueiral no município de Bonito (Pernambuco, Brasil) e testou-se a atividade predatória da espécie *Diderma chondrioderma* (de Bary & Rostaf) G. Lister para o fungo *Neopestalotiopsis foedans* (Sacc. & Ellis) Maharachch. patógeno a *Cocos nucifera*. A incidência de mixomicetos nos coqueiros e substratos, composição da microbiota, riqueza, diversidade taxonômica, constância, abundância e diversidade das espécies foram analisadas em 60 indivíduos que apresentavam diferentes níveis de doenças foliares causadas por fungos. Foram analisados estipe, estopa, bráctea da inflorescência e bainha da folha em 30 indivíduos apresentando no máximo uma folha sintomática, com até 25% da superfície comprometida (grupo1) e 30 indivíduos com quatro ou mais folhas com comprometimento >25% da superfície foliar (grupo 2). Para o teste de predação in vitro foi realizado o cultivo do plasmódio de *D. chondrioderma* e o isolamento do fungo *N. foedans* de folhas sintomáticas de coqueiro. A patogenicidade do isolado fúngico foi testada em mudas assintomáticas. Foram obtidos 128 espécimes com maior incidência na estopa (63%) seguido do estipe (31%), bainha foliar (4%) e bráctea (2%) representando 14 espécies, pertencentes às ordens Physarales e Trichiales, com diversidade taxonômica no grupo G1 maior ($S/G=2,25$) que a observada no G2 ($S/G=2,80$). *Hemitrichia serpula*, *Physarum decipiens* e *Diderma effusum* caracterizam a microbiota. O coeficiente de comunidade (72,7%) e a porcentagem de similaridade (78,3%) evidenciaram semelhança na composição da microbiota, porém 66,4% dos espécimes e 100% das espécies foram registrados no grupo G2. A espécie de fungo foi identificada como

Neopestlaotiopsis foedans e confirmada sua patogenicidade. Observou-se a predação do micélio e conídios de *N. foedans*, fitopatógeno isolado de *C. nucifera*, pelo plasmódio de *D. chondrioderma*, com inviabilidade confirmada. O nível de comprometimento foliar não selecionou as espécies, mas influenciou na incidência, abundância, riqueza e diversidade da mixobiota, que podem ser empregadas como parâmetro indicativo do nível de sanidade de coqueiros. O potencial bio controlador de *D. chondrioderma* em relação a fungo fitopatogênico de interesse agrônômico é referido pela primeira vez. Constituindo o primeiro relato de bio-controle para *N. foedans*.

Palavras-chave: Arecaceae; coqueiro; Myxogastria; palmeira; predação.

ABSTRACT

Cocos nucifera L. (Arecaceae) has great economic and social importance, and the Northeast region is the largest producer of coconut in Brazil. Myxomycetes (Myxogastria) make up, together with fungi of agronomic interest, the microbiota present in coconut and palm trees in general. The bioindicator and antagonistic potentials of these organisms are still poorly studied, especially in relation to phytopathogenic fungi. This work aimed to expand the knowledge about the myxobiota associated with coconut trees, present the potential of myxomycetes as bioindicators of health level, and demonstrate their potential as antagonists of phytopathogenic species of agronomic interest. The myxobiota present in coconut trees of the Dwarf variety with different health status in a coconut tree plantation in the municipality of Bonito (Pernambuco, Brazil) was investigated and the predatory activity of *Diderma chondrioderma* (de Bary & Rostaf) G. Lister on a fungus pathogenic to *C. nucifera*, was tested. The incidence of myxomycetes in coconut trees and substrates, the composition, richness, taxonomic diversity, constancy, abundance, and diversity of species of the myxobiota were analyzed in 60 individuals with different levels of leaf diseases caused by fungi. The stem, leaf sheath, inflorescence bract, and petiole base were analyzed in 30 individuals with at most one symptomatic leaf and up to 25% of the leaf surface affected (group 1) and 30 individuals with four or more leaves with >25% of the leaf surface affected (group 2). For the in vitro predation test, the plasmodium of *D. chondrioderma* was cultured and the fungus was isolated from symptomatic leaves. The pathogenicity of the fungal isolate was tested on asymptomatic seedlings. One hundred and twenty eight specimens were obtained and the incidence was higher in the leaf sheath (63%) followed by the stem (31%), petiole base (4%), and bract (2%). They represented 14 species belonging to the orders Physarales and Trichiales. The taxonomic diversity was higher in the group 1 ($S/G=2.25$) than in the group 2 ($S/G=2.80$). The community coefficient (72.7%) and the percentage of similarity (78.3%) showed a similar composition of myxomycetes between the two groups of coconut trees, but 66.4% of the specimens and 100% of the species were registered in the group 2. *Hemitrichia serpula*, *Physarum decipiens*, and *Diderma effusum* characterized the myxobiota. The level of leaf damage did not select the species but did influence the incidence,

abundance, richness, and diversity of the myxobiota. Myxomycetes can, therefore, be used as indicators of the health status of coconut trees. The predation of the mycelium and conidia of *Neopestalotiopsis foedans*, the phytopathogen isolated from *C. nucifera*, by the plasmodium of *D. chondrioderma* was observed, with confirmed loss of viability. The potential bio-controlling activity of *D. chondrioderma* on a phytopathogenic fungus of agronomic interest and the biological control of *N. foedans* are reported for the first time.

Keywords: Arecaceae; coconut tree; Myxogastria; palm tree; predation.

SUMÁRIO

1	INTRODUÇÃO	12
1.1	OBJETIVOS	14
1.1.1	Objetivo geral	14
1.1.2	Objetivos específicos	15
2	REFERENCIAL TEÓRICO	15
2.1	OS MIXOMICETOS	15
2.1.1	Associação com outros organismos	18
2.1.1.1	Associação com animais	19
2.1.1.2	Associação com plantas	20
2.1.2	Associação com <i>Cocos nucifera</i> L.	22
2.2	O COQUEIRO (<i>COCOS NUCIFERA</i> L.)	22
2.3	POTENCIAL BIO-INDICADOR DOS MIXOMICETOS	25
2.4	BIO-CONTROLE E POTENCIAL ANTAGÔNICO DOS MIXOMICETOS	26
3	RESULTADOS	28
3.1	ARTIGO 1 – MYXOMYCETES COMO INDICADOR DE COMPROMETIMENTO FOLIAR CAUSADO POR FUNGOS FITOPATOGÊNICOS EM <i>COCOS NUCIFERA</i> L. ¹ .	28
3.2	ARTIGO 2 – PRIMEIRO REGISTRO DE PREDACÃO IN-VITRO DE <i>DIDERMA CHONDRIODERMA</i> (PHYSARALES, MYXOMYCETES) CONTRA <i>NEOPESTALOTIOPSIS FOEDANS</i> , PATÓGENO FOLIAR DE <i>COCOS NUCIFERA</i> L..	63
4	CONSIDERAÇÕES FINAIS	80
	REFERÊNCIAS	81

1 INTRODUÇÃO

Os mixomicetos são microrganismos eucarióticos pertencentes ao filo Eumycetozoa capazes de fagocitar bactérias, fungos e protistas, raramente se alimentando por absorção de compostos orgânicos dissolvidos (STEPHENSON & ROJAS, 2017; LEONTYEV et al., 2019). Os mesmos são encontrados em diferentes tipos de substrato e microhabitats, desde que disponham de condições favoráveis de matéria orgânica e umidade para seu desenvolvimento (STEPHENSON & ROJAS, 2017). Em microhabitats também ocupados por fungos, parte dos nutrientes utilizados pelos mixomicetos advém da biomassa proteica gerada a partir da degradação de celulose e lignina por ascomicetos e basidiomicetos em resposta ao processo de decomposição natural do microhabitat (AUER et al., 2007). A relação com fungos e outros organismos pode ser antagônica, tendo em vista que determinados fungos podem ter importantes papéis na dieta de algumas espécies saprofíticas de mixomicetos, como sugerem Fukasawa e colaboradores (2018).

Os esporocarpos de determinadas espécies de mixomicetos podem servir como locais de postura e fonte de alimento para insetos, especialmente coleópteros, além de servirem para o desenvolvimento de fungos que compartilham o mesmo microhabitat. O resíduo deixado pelo plasmódio ao se deslocar no substrato, composto por carboidratos, proteínas e grupos de sulfato (HUYNH et al., 2017), é utilizado como alimento por diversos organismos.

Os mixomicetos ocorrem em variados tipos de substrato, preferencialmente de origem vegetal (STEPHENSON & ROJAS, 2017). Sua presença em plantas de interesse econômico já foi relatada para diversas espécies como *Paulinia cupana* Kunth (guaranazeiro), *Lactuca sativa* L.(alface), *Eryngium foetidum* L. (coentro de caboclo) *Fragaria* spp. (morangueiro), *Oryza* spp. (arroz), entre outras (SILVA & BEZERRA, 2005; KIM et al., 2007, 2009; RIBEIRO & BRIOSO, 2019; BUISAN et al., 2020). A presença de diversas espécies já foi registrada em palmeiras (Arecaceae) de importância econômica, no Brasil e no mundo, como *Elaeis guineenses* Jacq. (dendazeiro), *Astrocaryum vulgare* Mart. (tucumã), *Attalea speciosa* Mart. ex Spreng. (babaçu), *Mauritia flexuosa* L.f. (buriti), *Copernicia prunifera* (Miller) H. E. Moore (carnaúba) e *Cocos nucifera* L. (coqueiro) (MOBIN & CAVALCANTI, 1998/1999; CAVALCANTI & MOBIN, 2004; SILVA & CAVALCANTI, 2010; PARENTE & CAVALCANTI, 2013, SÁ et al., 2019).

Cocos nucifera L., palmeira conhecida popularmente como “coqueiro” ou “coco-da-bahia”, é considerada uma das frutíferas mais difundidas mundialmente (MARTINS & JESUS JUNIOR, 2013). A importância socio-econômica do coqueiro deve-se à produção de diversos produtos e sub-produtos oriundos de diferentes partes da planta, como folhas e folíolos, estopa, bráctea e, principalmente, do fruto, utilizado nas agroindústrias e *in natura* como alimento para a população (LORENZI et al., 2010). No Nordeste do Brasil se tem a maior produção nacional de coco, segundo a Agência Embrapa de Informações Tecnológicas (AGEITEC).

A monocultura do coqueiro está susceptível ao ataque de diversos fungos que podem ocasionar diferentes tipos de prejuízo para a planta e também para os produtores, influenciando na qualidade do produto. Dentre as doenças mais comuns, segundo a AGEITEC, estão a lixa-pequena e a lixa-grande, causadas, respectivamente, por duas espécies de Phyllachoraceae (Ascomycota), *Camarotella torrendiella* (Batista) Bezerra & Vitória e *C. acrocomiae* (Mont.) K.D. Hyde & P.F. Cannon. A cultura também sofre prejuízo com a queima das folhas, pelo agente *Botryosphaeria cocogena* Subileau [anamorfo *Lasiodiplodia theobromae* (Pat.) Griffon & Maubl] e a resinose, pelo agente *Thielaviopsis paradoxa* (De Seynes) Höhl. (Ascomycota, Ceratocystidaceae).

Segundo Rea-Maminta e colaboradores (2015), a capacidade dos mixomicetos de fagocitarem bactérias, oriundas da decomposição da matéria orgânica nos substratos em que vivem, possibilita o acúmulo de substâncias como Mn e Cr no conteúdo citoplasmático do plasmódio após a fagocitose, capacidade essa denominada de bioacumulação. Esta bioacumulação registrada por mixomicetos como *Arcyria cinerea* (Bull.) Pers., *Diachea leucopodia* (Bull.) Rostaf., *Diderma effusum* (Schwein.) Morgan, *Didymium ochroideum* G. Lister, *Perichaena chysosperma* (Curr.) Lister, *P. corticalis* (Batsch) Rostaf., *P. depressa* Lib., *Physarum melleum* (Berk. & Broome) Masee entre outras, levanta a possibilidade do uso destes organismos como indicadores indiretos da presença de certas substâncias em determinados microecossistemas (REA-MAMINTA et al., 2015)

Pesquisas como as realizadas por Kryvomaz e colaboradores (2016), Sibaja-Matarrita e colaboradores (2018) e De Haan e Lemmens, (2018), apontam o uso potencial dos mixomicetos como bio-indicadores ambientais, biorremediadores (metais pesados, por exemplo) e como agentes do controle biológico de plantas cultivadas. A biomassa liberada pela decomposição de matéria orgânica vegetal

favorece o crescimento dos mixomicetos pela oferta de nutrientes (FUKASAWA et al., 2018), levantando a possibilidade de estes serem possíveis bio-indicadores de fungos celulolíticos em ambientes com alta quantidade de material vegetal em decomposição.

Assim como o potencial bio-indicativo dos mixomicetos, o potencial antagônico destes organismos é pouco conhecido. Antagonismo biológico é a capacidade de um organismo inibir (parcialmente ou completamente) ou retardar o crescimento de outro organismo que está em um mesmo ambiente, disputando por espaço e outros recursos, podendo ser direto, misto ou indireto (PAL & MCSPADDEN GARDENER, 2006). Cada tipo de antagonismo tem seus próprios mecanismos de inibição, sendo eles: predação; antibiose e enzimas líticas; competição e indução de resistência no hospedeiro (PAL & MCSPADDEN GARDENER, 2006).

Embora ainda escassos, estudos trazem evidências que os mixomicetos podem exercer antagonismo ao desenvolvimento de fungos fitopatogênicos, como espécies de *Fusarium* e *Alternaria* (HERRERA et al., 2011; DE HAAN & LEMMENS, 2018). No ambiente natural ou em áreas cultivadas, o antagonismo entre espécies de mixomicetos e fungos pode ocorrer tanto por predação quanto pela produção de enzimas fungistáticas, fungicidas ou que inibam o crescimento plasmodial (neste caso, produção pelo fungo), como também pela competição por substrato.

Grandes são as lacunas representadas pela ausência de trabalhos acerca do potencial antagônico e bio-indicativo dos mixomicetos, assim como sua associação com plantas e fungos de interesse econômico nos neotrópicos. Com o intuito de diminuir estas lacunas, neste trabalho objetivou-se comparar a presença em campo dos mixomicetos entre coqueiros com diferentes graus de sintomas de doenças foliares causadas por fungos, com o propósito de confirmar seu potencial como bio-indicadores para níveis de sanidade em coqueiros, assim como testar e comprovar o potencial antagônico destes organismos para espécies de fungos fitopatogênicos a *Cocos nucifera* L..

1.1 OBJETIVOS

1.1.1 Objetivo geral

Ampliar o conhecimento sobre a mixobiota e o bio-controle de fungos fitopatogênicos presentes em cultivos de *Cocos nucifera* L.

1.1.2 Objetivos específicos

- Avaliar se o estado de sanidade do coqueiro afeta a incidência, frequência, abundância e diversidade de espécies de mixomicetos.
- Determinar a existência e tipo de antagonismo entre mixomicetos e fungos filamentosos associados a doenças foliares do coqueiro.

2 REFERENCIAL TEÓRICO

2.1 OS MIXOMICETOS

A classe Myxomycetes reúne organismos eucariotas, pertencentes ao subgrupo Amebozoa, que compõe o táxon monofilético Myxomycota, do filo Eumycetozoa, capazes de produzir esporocarpos (FIORE-DONNO et al., 2010; LEONTYEV et al., 2019). Suas espécies fagocitam bactérias, fungos e protistas para obtenção de nutrientes, podendo também se alimentar diretamente pela absorção de compostos orgânicos dissolvidos no meio (STEPHENSON & ROJAS, 2017). Durante o ciclo de vida passam por uma fase móvel uninucleada e haploide, flagelada ou ameboide que, pela fusão de isogametas, origina o zigoto, podendo ser heterotáticos (linhagens distintas) ou apomíticos. A multiplicação do núcleo do zigoto, sem divisão do citoplasma, inicia a fase plasmodial, móvel, de vida livre, característica destes organismos, seguida da fase esporulante, com formação de esporocarpos fixos no substrato e esporos haploides (CLARK & HASKINS, 2010; STEPHENSON & ROJAS, 2017; LEONTYEV et al., 2019). Na maioria das espécies, os esporocarpos permitem que os esporos fiquem elevados em relação ao substrato, contribuindo para uma melhor dispersão pelo vento, chuva e animais vertebrados e invertebrados, principalmente insetos, constituindo uma característica de extrema importância para o sucesso evolutivo do grupo (SCHINITTLER, 2000; SCHINITTLER et al., 2012). Condições ambientais adversas, incluindo ausência de alimento,

acumulação de metabólitos tóxicos, ausência de umidade ou até mesmo excesso de água e mudança de temperatura, podem induzir o encistamento, formando microcistos (mixamebas e mixoflagelados) ou esclerócios (plasmódio). Os micro e macrocistos dão aos mixomicetos a capacidade de sobreviverem a condições ambientais adversas e extremas (STEPHENSON & ROJAS, 2017).

Enquanto as condições do ambiente se mantiverem favoráveis, com disponibilidade de nutrientes, temperatura entre 20°C e 38°C (com exceção de espécies nivícolas), umidade de média a elevada (STEPHENSON & ROJAS, 2017), o mixomiceto permanecerá na fase plasmodial, somente esporulando em situações como maturidade do indivíduo, estresse nutricional, alternância de luminosidade e comprimentos de onda, entre outros fatores, entrando na fase esporocárpica. Em laboratório, pesquisadores que trabalham com o cultivo de plasmódio podem induzir a esporulação do mixomiceto utilizando estímulos de luz ou estresse hídrico e nutricional. Rakoczy (1965), por exemplo, através da emissão direta de luz e privação de fonte de nutrientes (alimento), obteve a esporulação do plasmódio de *Physarum nudum* T. Macbr.

Os plasmódios variam em tamanho, morfologia, coloração, fluxo e fisiologia (produção enzimática) entre diferentes espécies de mixomicetos, apesar de serem característicos em cada ordem. Devido aos caracteres serem instáveis o plasmódio não é utilizado como fonte de caracteres taxonômicos. O fluxo do protoplasma pode ser observado facilmente em laboratório com movimentações constantes do material fagocitado pelo plasmódio em uma direção, interrompido com uma parada, seguido da mudança de sentido do mesmo (STEPHENSON & ROJAS, 2017). Considerando as características de fluxo, tamanho e coloração, podem ser distinguidos o protoplasmódio (Echinosteliales e Clastodermatales), fluxo pulsante, chegando até 50 µm; afanoplasmódio (Stemonitales, Meridermatales), macroscópico, com caracteres hialinos e de achatamento, fase coraloide se torna leitoso, com um leve fluxo do protoplasma ; e o faneroplasmódio, presente principalmente na ordem Physarales, macroscópico, com uma densa capa gelatinosa e fluxo intenso do protoplasma (STEPHENSON & ROJAS, 2017; LEONTYEV et al., 2019). Nas espécies de Trichiales, o plasmódio apresenta caracteres intermediários entre o afanoplasmódio e o faneroplasmódio, embora a ordem esteja bem definida pelas características dos esporocarpos, como ausência de columela e capilício

ornamentado (ALEXOPOULOS, 1960; MCMANUS, 1962; FIORE-DONNO et al., 2005; LEONTYEV et al., 2019).

Em relação aos esporocarpos, existem diferentes tipos, característicos para cada espécie e de forte peso taxonômico: os plasmodiocarpos (sésseis), onde o esporocarpo assemelha-se a forma do plasmódio, como no caso da *Hemitrichia serpula* (Scop.) Rostaf. ex Lister; os etálios, que são sésseis, arredondados ou pulvinados, como nas espécies dos gêneros *Fuligo* Haller e *Lycogala* Adans; os pseudoetálios, que se assemelham aos etálios, entretanto ainda sendo visíveis os vários esporângios compactados, como ocorre no gênero *Tubifera* J. F. Gmel.; os esporângios, que podem ser sésseis ou pedicelados, presentes em ordens (STEPHENSON & ROJAS, 2017; LEONTYEV et al., 2019).

A presença de esporocarpo é considerada uma das características morfológicas mais marcantes dos mixomicetos. Os esporocarpos possuem uma vasta variedade de formas, cores, microestruturas como pedicelo, perídio, capilício, columela, grânulos de cálcio e, a partir delas, é possível realizar a identificação das espécies (ALEXOPOULOS, 1960; MARTIN & ALEXOPOULOS, 1969; STEPHENSON & ROJAS, 2017; LEONTYEV et al., 2019). Os esporos possuem grande valor taxonômico, desde a ornamentação da parede externa (retículos, espinhos etc.) e forma (globosa a elipsoide) até o tamanho (4-20 µm) e são estáveis para cada espécie (MARTIN & ALEXOPOULOS, 1969; AGUILAR et al., 2014).

Segundo Stephenson & Rojas (2017), algumas espécies se mostram geograficamente restritas a certas regiões, enquanto que a maioria possui ampla distribuição geográfica, sendo consideradas cosmopolitas. Devido à capacidade de sobreviver em condições adversas através de diferentes estratégias (esporulação, microcistos e esclerócios), os mixomicetos são encontrados em diversos tipos de ambiente, tanto naturais como antropogênicos, onde ocupam diferentes tipos de substrato e microhabitat (REDEÑA-SANTOS et al., 2018). Dessa forma, são capazes de se desenvolver em diferentes ecossistemas, desde regiões temperadas, tropicais, desérticas com elevada temperatura até regiões úmidas de baixa temperatura (NOVOZHILOV et al., 2006; LADO et al., 2013; DELA CRUZ et al., 2014).

A capacidade de estes organismos ocuparem substratos distintos para seu desenvolvimento e esporulação possibilita que sejam classificados em grupos ecológicos, embora uma mesma espécie possa ser enquadrada em mais de um

deles. As espécies que colonizam troncos mortos, caídos ou em pé, e ramos mortos são denominadas lignícolas; as corticícolas se desenvolvem e esporulam em cascas de árvores e arbustos vivos; as foliícolas são encontradas em folheto, aéreo ou de solo; as muscícolas, liquenícolas e micetícolas se desenvolvem e esporulam, respectivamente, em briófitas, talos de líquens, basidiomas e ascomas; as fimícolas esporulam em fezes de herbívoros; as suculentícolas se desenvolvem e esporulam em suculentas e as herbícolas em herbáceas vivas. É visível a diversidade de substratos em que os mixomicetos podem ser encontrados (SCHNITTLER et al., 2012; DAGAMAC et al., 2017).

2.1.1 Associação com outros organismos

Na fase amebóflagelada e plasmodial, os mixomicetos possuem a capacidade de fagocitar e digerir microrganismos responsáveis pela decomposição de material orgânico, como bactérias e fungos, colaborando para o controle populacional destes organismos que compõem um determinado microecossistema.

O registro de associações entre mixomicetos e fungos é conhecido pelo mundo. Em ecossistemas florestais muitos organismos estão envolvidos na decomposição de matéria orgânica. Fungos sapróbios pertencentes ao filo Ascomycota e Basidiomycota são responsáveis por grande parte desta decomposição. Algumas espécies de fungos são conhecidas por se desenvolverem nos esporocarpos de mixomicetos (SCHNITTLER & STEPHENSON, 2000; DUDKA & ROMANENKO, 2006).

Physarum polycephalum Schwein. foi relatada por Wheeler (1987) pela primeira vez associada ao fungo *Pleurotus ostreatus* (Jacq.) P. Kumm. (Basidiomycota: Pleurotaceae). Rogerson & Stephenson (1993) relataram associações entre os mixomicetos e diferentes espécies de hifomicetos e ascomicotas mixomicetícolas, entre elas, *Nectriopsis candicans* (Plowr.) Maire (Ascomycota: Bionectriaceae), presente em esporocarpos de *Arcyria denudata* (L.) Wettst., *Didymium nigripes* (Link) Fr., *Fuligo septica*, *Leocarpus fragilis* (Dicks.) Rostaf., *Physarum murinum* Lister, *P. virescens* Ditmar, *Trichia favoginea* (Batsch) Pers. e *Metatrichia floriformis* (Schwein.) Nann.-Bremek. ; *Melanospora zamiae* Corda, em *Fuligo septica* (L.) F.H. Wigg.; *Clonostachys rosea* (Link) Schroers, Samuels, Seifert & W.Gams em *Lycogala epidendrum* (L.) Fries e *Stemonitis axifera*

(Bull.) T.Macbr. e *Gliocadium album* (Preuss) Petch em *Arcyria cinerea* (Bull.) Pers., *Badhamia utricularis* (Bull.) Berk., *Diderma floriforme* (Bull.) Pers., *D. ochraceum* Hoffm., *Didymium squamulosum* (Alb. & Schw.) Fries, *Lepidoderma tigrinum* (Schrader) Rostaf., *Physarum leucophaeum* Fries, *P. globuliferum* (Bull.) Pers., *P. album* (Bull.) Chevall., *P. pulcherrimum* Berk. & Rav., *P. viride* (Bull.) Pers. e *Stemonitopsis hyperopta* (Meyl.) Nann-Breme.

Em condições naturais os mixomicetos estão constantemente associados, tanto na fase plasmodial quanto esporocárpica, com outros microorganismos, dentre eles as bactérias (COHEN, 1941). Kalyanasundaram (2004) apresentou registros de associações mutualísticas entre espécies de bactérias pertencentes à família Enterobacteriaceae e espécies de mixomicetos em sua fase plasmodial. As bactérias *Staphylococcus aureus* (Rosenbach), *S. saprophyticus* (Fairbrother), *Escherichia coli* (Migula) Castellani & Chalmers, *Cerobacter intermedius* (Braak) e *Micrococcus luteus* (Schroeter) Cohn foram registradas, respectivamente, na camada mais superficial dos plasmódios de *Comatricha suksdorfii* Ellis & Everh., *Fuligo septica*, *Stemonitis herbatica* Perk., *Craterium leucocephalum* (Pers. ex J.F.Gmel.) e *Didymium squamulosum*, se auxiliando entre si em determinadas funções como fixação de nitrogênio, degradação de madeira e folheto e degradação de componentes poluentes.

2.1.1.1 Associação com animais

Associações específicas entre insetos fungívoros e diversas espécies de fungos já foram relatadas (WILDING et al., 1989), assim como muitos táxons de insetos, a maioria besouros (coleópteros), já foram apresentados mantendo diversas interações com os mixomicetos, tanto na fase esporocárpica quanto na plasmodial (LAAKSONEN et al., 2010). O compartilhamento de um mesmo nicho entre coleópteros, dípteros, tardígrados, colêmbolas, ácaros, himenópteros e mixomicetos (DUDKA & ROMANENKO, 2006) favorece interações ecológicas baseadas tanto na utilização por coleópteros, por exemplo, do plasmódio como fonte de alimento como dos esporocarpos, para postura, proteção contra predadores naturais, e como fonte nutricional (LAAKSONEN et al., 2010; SILVA, 2016; SÁ et al., 2019). Menzel e Müller (2008) relataram que o díptero *Lycoriella ingenua* (Dufour, 1839) em seu estado larval utiliza o etálio de *Fuligo septica* var. *flava* (Pers.) Lázaro Ibiza como fonte de

alimento e em troca, graças a sua morfologia, como presença de apêndices, auxiliam na dispersão dos esporos, contribuindo assim, para a distribuição da espécie.

Associações entre esporocarpos e plasmódios de mixomicetos com outros tipos de organismos, como Gastrópodes e Collembolas, já foram registradas. Keller & Snell (2002) evidenciaram a utilização de esporocarpos de *Stemonitis axifera* (Bull.) T. Macbr. como fonte de alimento para os gastrópodes *Philomycus carolinianus* (Bosc, 1802) e *P. flexuolaris* Rafinesque, 1820. Trabalhos como o realizado por Kataoka e Nakamori (2020) apresentaram a interação entre espécies de Collembolas (Artrópodes) com *Physarum melleum* e *Diderma* sp., evidenciando a utilização como fonte de alimento dos resíduos do plasmódio contendo exopolissacarídeos (HUYHN et al., 2017) por *Ceratophysella denticulata* (Bagnall, 1941), assim como a do plasmódio por *Vitronura pygmaea* (Yosii, 1954).

2.1.1.2 Associação com plantas

Assim como com animais e outros microrganismos, os mixomicetos possuem associações com plantas avasculares e vasculares de diferentes famílias e espécies. Estudos como os realizados por Stephenson & Stempen (1994) e Stojanowska & Panek (2004) registraram a co-ocorrência de briófitas com mixomicetos das famílias Cribrariaceae, Didymiaceae, Physaraceae, Stemonitidaceae e Trichiaceae em troncos caídos. Após o registro, Stojanowska & Panek (2004) concluíram que estes organismos se desenvolviam com maior frequência em troncos caídos cobertos por briófitas devido à alta umidade oferecida por elas naquele microecossistema. Apenas algumas espécies, como *Barbeyella minutissima* Meylan (Clastodermataceae), *Colloderma oculatum* (Lipp.) G. Lister (Stemonitidaceae) e *Lepidoderma tigrinum* (Schr.) Rost. (Didymiaceae) são realmente consideradas muscícolas obrigatórias (DUDKA & ROMANENKO, 2006).

Pôrto e suas colaboradoras (1985) apontam que espécies da família Arecaceae (popularmente conhecidas como palmeiras) oferecem microhabitats favoráveis ao desenvolvimento dos mixomicetos, particularmente aquelas onde as bases das folhas permanecem presas nos estipes após a queda do limbo e pecíolo. No Brasil, há registro de mixomicetos em diferentes espécies de palmeiras, incluindo

Mauritia flexuosa L. (buriti), *Copernicia prunifera* (Miller) H. E. Moore (carnaúba), *Astrocaryum vulgare* Mart. (tucumã), *Elaeis guineensis* Jacq. (dendzeiro) e *Cocos nucifera* L. (PÔRTO et al., 1985; CAVALCANTI & MOBIN, 2004; STEPHENSON, 2003; SILVA & CAVALCANTI, 2010; SILVA, 2016; SÁ et al., 2019.). Em diversos países estes organismos também foram associados a uma variedade de espécies botânicas pertencentes a outras famílias, como: *Terminalia catappa* L., (coração-de-negro, Combretaceae), *Cecropia adenopus* Mart. ex Miq. (embaúba, Urticaceae), *Heliconia psittacorum* L.f. (helicônia-papagaio, Heliconiaceae), *Quercus ilex* L. (azinheira, Fagaceae), *Myrcia multiflora* (Lam.) DC. (pau mulato, Myrtaceae), *Azadirachta indica* A.Juss. (nim, Meliaceae), *Juniperus procera* Hockst. Ex Endl. (cedro africano, Cupressaceae), *Ficus sycomorus* L. (figueira-doida, Moraceae), entre outras (UKKOLA, 1998; WRIGLEY DE BASANTA, 1998; BEZERRA & CAVALCANTI, 2007, 2009; BEZERRA et al., 2011; CAVALCANTI et al., 2015).

Em espécies de interesse econômico, a presença de mixomicetos é registrada com frequência, geralmente não trazendo nenhum tipo de prejuízo direto à planta. Santos & Cavalcanti (1988, 1991) e Chiappeta e colaboradores (2003) apresentaram mixomicetos associados à cana de açúcar, onde foram relatadas espécies das famílias Cribrariaceae, Physaraceae e Trichiaceae associadas ao bagaço armazenado para uso industrial e aos colmos em canaviais. Espécies como *Diachea leucopodia* (Bull.) Rostaf., *Fuligo septica*, e *Physarum globuliferum* (Bull.) Pers. já foram registradas ocorrendo sobre folhas de *Fragaria grandiflora* (morangueiro), *Lactuca sativa* L. (alface) e *Cannabis sativa* L. (cânhamo) respectivamente (SILVA & BEZERRA, 2005; DOMINGUES et al., 2012; MALINICOVA et al., 2018; RIBEIRO & BRIOSO, 2019) sem causar danos diretos à planta. Por outro lado, espécies como *Physarum cinereum* (Batsch) Pers. e *Stemonitis herbatica* Peck já foram registradas, respectivamente, como fitopatogênicas por Evans-Ruhl e colaboradores (1980) em *F. grandiflora* e *Cucumis sativus* AUTOR (pepino), e por Kim e colaboradores (2007) em *Ipomoea batatas* (L.) Lam. (batata doce). A presença de *P. cinereum* em feijoeiro e soja registrada como sendo uma espécie de fungo causadora do carvão do feijoeiro, foi posteriormente esclarecido por Agra e colaboradores (2018) como sendo na verdade esporulações de um mixomiceto, não trazendo prejuízos as plantas, entretanto, trazendo prejuízos aos produtores, tornando-as inviáveis para venda (CRESCENZI, 2015). *Physarum*

melleum também foi relatada, erroneamente, como fitopatogena a palmeiras de interesse econômico, como *Cocos nucifera* (coqueiro) e *Rhopalostylis baueri* var. *cheesemanii* (Kermadec nikau) (MCKENZIE, 1992; MENDES et al., 1998).

2.1.2 Associação com *Cocos nucifera* L.

Dentro da literatura mundial numerosos trabalhos já apontaram a utilização das palmeiras como potenciais substratos para o desenvolvimento dos mixomicetos, assim como apresentaram a arquitetura da planta como um fator determinante na distribuição dos mixomicetos, oferecendo condições diferenciadas para o desenvolvimento e esporulação dos plasmódios (SILVA, 2016; SÁ et al., 2019). Pelo menos 40 espécies de mixomicetos, pertencentes às famílias Trichiaceae, Physaraceae, Liceaceae, Reticulariaceae, Dianemataceae, Didymiaceae e Stemonitidaceae, podem compor a microbiota presente nos coqueiros, juntamente com bactérias e fungos (SILVA, 2016; SÁ et al., 2019).

A morte de diversos tecidos da planta, causada pelo avanço de doenças foliares, aumenta a oferta de nutrientes para decompositores como fungos e bactérias, que, em contrapartida, irão servir como fonte de nutrientes para os mixomicetos presentes naquele microhabitat (SCHMITZ, 2010; FUKASAWA et al., 2018). Através da liberação de enzimas digestivas os mixomicetos tem capacidade de fagocitar microrganismos responsáveis pela decomposição de material orgânico (HUYHN et al., 2017), colaborando para a manutenção e controle populacional destes organismos no microecossistema presente no coqueiro.

2.2 O COQUEIRO (*COCOS NUCIFERA* L.)

Cocos nucifera L., pertencente à família Arecaceae, é conhecido como “coqueiro” ou “coco-da-bahia”, sendo a única espécie do gênero *Cocos* L.. É considerada uma das frutíferas mais difundidas mundialmente (MARTINS & JESUS JUNIOR, 2011), possuindo elevada importância socioeconômica, através da produção de diversos subprodutos oriundos de diferentes partes da planta. Folhas e folíolos, estopa, raízes e, principalmente, os frutos são utilizados nas agroindústrias ou *In natura* como forma de alimento para a população (ARAGÃO et al., 2001,

LORENZI et al., 2010). O coqueiro também é bastante utilizado em projetos paisagísticos em regiões tropicais (ARAGÃO et al., 2002).

Segundo a Agência Embrapa de Informação Tecnológica (AGEITEC) o Nordeste brasileiro é considerado a região de maior produção de coco, mas o rendimento da cultura, em termo de produtividade, ainda é baixo, decorrente do baixo nível tecnológico empregado (MARTINS & JESUS JUNIOR, 2013).

O coqueiro apresenta folhas compostas por folíolos longos que se encontram em uma raque central; estipe único, anelado (onde se encaixam as bainhas do pecíolo), podendo variar em curvatura e tamanho (até 20 m de altura). No centro do coqueiro, as bainhas são revestidas com uma malha fibrosa denominada estopa que, devido a sua morfologia, mantém a umidade pela absorção de água oriunda das chuvas ou irrigação. As inflorescências são localizadas nas axilas foliares, protegidas por uma bráctea fibrosa, paniculadas, andróginas, flores tríades, uma pistilada central e duas estaminadas. As flores estaminadas são formadas nos 2/3 superiores dos ramos florais, enquanto na base do ramo se encontram as flores pistiladas. Flores estaminadas com três sépalas e três pétalas, seis estames inclusos e rudimentos do pistilo na parte central. Flores pistiladas ovais, com três sépalas e três pétalas imbricadas e o ovário, súpero, trilocular. Fruto seco, oval, com epicarpo fino, único cotilédone, variando de cor verde-bronze até amarelo-alaranjado, conforme a variedade; mesocarpo com fibras maleáveis (fibroso), seco; endocarpo ósseo com três poros de germinação, endosperma líquido, posteriormente rígido e branco.

As doenças do coqueiro são fatores limitantes no desenvolvimento desta cultura, afetando de forma direta e negativa a produção dos frutos e, conseqüentemente, trazendo prejuízos significativos para os produtores. Os diagnósticos destas doenças são um pré-requisito para a manutenção dos coqueirais e para que sejam tomadas as devidas medidas de controle na cultura.

Dentre as principais doenças ocasionadas por fungos em coqueiros incluem-se a lixa-grande e a lixa-pequena, queima das folhas e mancha foliar. *Camarotella acrocomiae* (Mont.) K.D. Hyde & P.F. Cannon, o agente causador da lixa grande, provoca sintomas característicos, como a presença de estromas de aparência rugosa e circular de coloração amarronzada, principalmente, na parte superior dos folíolos e ráquis foliares. Este fungo está relacionado principalmente com *Botryosphaeria cocogena* Subileau [anamorfo conhecido como *Lasiodiplodia*

theobromae (Patouillard) Griffon & Maublanc)], causador da queima das folhas em coqueiro (WARWICK, 2001). A lixa pequena, causada por *Phyllachora torrendiella* (Batista) Subileau, apresenta sintomas similares a lixa grande, com exceção dos estromas, que são menores e de coloração negra. Eles são encontrados de forma isolada ou em linha, nos folíolos e ráquis foliares. O controle biológico por meio de fungos hiperparasitas utilizado no controle da lixa-grande tem surtido o mesmo efeito no controle da lixa-pequena (WARWICK, 1989, 2001; VITÓRIA *et al.*, 2008).

A queima-das-folhas, causada por *Botryosphaeria cocogena*, vem provocando ao longo dos anos uma considerável redução na produtividade das grandes culturas de coco, inclusive nas monoculturas. Os sintomas que esta doença apresenta estão relacionados com um empardecimento em forma de “V” invertido nas folhas, iniciando na borda dos folíolos e prolongando-se em direção a ráquis foliar. Esta doença já foi associada às manchas causadas por espécies do grupo *Pestalotiopsis-like* (CARDOSO *et al.*, 2002). A incidência da doença é mais evidente na época do ano em que as precipitações e umidade relativa do ar são baixas e as temperaturas elevadas (WARWICK, 1989, 2001). Nas manchas foliares ou manchas de Pestalotia, causadas por algumas espécies dos gêneros *Pestalotiopsis* e *Neopestalotiopsis*, os sintomas são lesões de bordas definidas que variam em forma podendo ser arredondadas ou elípticas, com coloração variando de marrom escuro a acinzentada variando de tamanho, desde 1 mm até o comprimento total da folha. Com a expansão das lesões verifica-se a descoloração pardo-avermelhada e, posteriormente, o secamento das áreas das ráquis foliares (CARDOSO *et al.*, 2002).

O gênero *Pestalotiopsis* (Ascomycota), também conhecido por fungos *Pestalotiopsis-like*, após a última reclassificação do gênero por Maharachchikumbura e colaboradores (2014), abrange fungos conidiais dotados de apêndices (Coelomycetes) pertencentes à família Amphisphaeriaceae. Espécies deste gênero são comumente encontradas em ecossistemas tropicais e temperados (MAHARACHCHIKUMBURA *et al.*, 2011, 2013b; GONZÁLEZ & ESTEFANÍA, 2020), podendo estar presentes como endófitos, patógenos à plantas e sapróbios (MAHARACHCHIKUMBURA *et al.* 2013a, 2013b; KRUSCHEWSKY *et al.*, 2014; BELISÁRIO *et al.*, 2020). Os fungos *Pestalotiopsis-like* encontrados na sua forma fitopatogênica podem causar severas doenças em cultivares (comerciais ou não), incluindo manchas foliares, podridão seca, podridão das flores, sarna-da-maçã e

“gray blight” (CARDOSO et al., 2002; AKINSANMI et al., 2017; CHEN et al., 2018; SOLARTE et al., 2018; BELISÁRIO et al., 2020).

Cardoso e colaboradores (2003) destacaram que as espécies de *Pestalotiopsis*-like, causadoras de manchas foliares em coqueiros, apresentavam baixa patogenicidade mesmo com maiores graus de severidade da doença, alta virulência, e incidência nos coqueirais nos períodos mais secos. Segundo os autores, apesar desta baixa patogenicidade, a alta incidência desta doença nos coqueirais trazem riscos aos cultivos, devido ao comprometimento foliar, ocasionando a diminuição da atividade fotossintética da planta. Neste patossistema, assim como em outros, já foi comprovada a potencial influência negativa desta doença no desenvolvimento das culturas, resultando no mau desenvolvimento de frutos e flores (GODOY et al., 2001)

2.3 POTENCIAL BIO-INDICADOR DOS MIXOMICETOS

Os mixomicetos são influenciados diretamente pelo habitat e condições do ambiente em que estão inseridos, como disponibilidade de nutrientes, temperatura, umidade e pH do substrato (CARLILE, 1970; CHIAPPETA et al., 2003; REQUEJO & ANDRÉS-RODRÍGUEZ, 2019), assim como pela relação ecológica que mantém com outros organismos dentro de um microecossistema.

Diversos estudos considerando a capacidade de concentração de elementos (como metais pesados), chuva ácida, respiração microbiana e disponibilidade de nutrientes, evidenciaram o potencial dos mixomicetos como bio-indicadores e biorremediadores. Utilizando amostras de madeira em câmara úmida e análises de pH, Wrigley de Basanta (2000) comparou a abundância e diversidade de mixomicetos e o depósito deixado pela chuva ácida nas amostras de madeira e em vista dos resultados sugeriu estes organismos como bioindicadores de saúde florestal. Kryvomaz (2015) e Kryvomaz e colaboradores (2016) analisaram a presença e concentração de metais pesados em espécies de mixomicetos em áreas de manguezal, demonstrando através de análises pelo método de espectrometria de emissão atômica induzida por plasma acoplado (ICP- AES), a capacidade dos mixomicetos de acumularem metais como Al, Ca, Cd, Cu, Fe, Mg, Mn, Ni Pb, Si e Zn. *Hemitrichia serpula*, uma das espécies estudadas, apresentou a capacidade de acumular Ca e Zn. A acumulação de metais nestes organismos demonstrou que os

metais pesados presentes em manguezais aumentam em concentração na direção substrato/mixomiceto (KRYVOMAZ et al., 2016), enquanto diminuem na direção solo/mangue. Além da *Hemitrichia serpula*, outras espécies, como *Fuligo septica*, *Lycogala epidendrum* (L.)Fr., *Tubifera ferruginosa* (Batsch) J.F.Gmel. e *Ceratiomyxa fruticulosa* (O.F.Müll.) T.Macbr., também já apresentaram a capacidade de acumular altos níveis de metais pesados como zinco, ferro, alumínio e cobre (SËTÄLA & NUORTEVA, 1989; ZHULIDOV et al., 2002; KRYVOMAZ et al., 2019)

Bettiol & Ghini (2009) ressaltaram que os organismos indicadores de qualidade de solo que participam efetivamente na decomposição de matéria orgânica e ciclagem de nutrientes, como os dictiostelídeos, são importantes no controle biológico natural e também na indução da supressividade do solo a doenças (fitopatógenos). Sibaja-Matarrita e colaboradores (2018), analisando a incidência de mixomicetos e dictiostelídios presentes no solo, sugeriram a existência de uma potencial aplicação para estes organismos como indicadores de saúde do solo, afirmando que a composição presente no mesmo, como massa microbiana, pH e porcentagem de massa inferiam diretamente na incidência destes dois grupos de microrganismos.

Apesar da existência de trabalhos científicos que apontam e enfatizam o potencial dos mixomicetos como bioindicadores e biorremediadores, o grupo ainda é subestimado na comunidade científica. Grande parte do potencial destes organismos ainda é desconhecida (KRYVOMAZ et al., 2016; GUYER et al., 2017).

2.4 BIO-CONTROLE E POTENCIAL ANTAGÔNICO DOS MIXOMICETOS

O bio-controle envolve o aproveitamento de organismos capazes de influenciar, direta ou indiretamente, a capacidade de desenvolvimento de outros organismos (HANDELSMAN & STABB, 1996). A supressão de organismos causadores de doenças fitopatogênicas por agentes de biocontrole possuem extrema importância para a manutenção da produção em monoculturas.

Três diferentes tipos de antagonismos são registrados, incluindo o direto, indireto e intermediário. Os mecanismos utilizados na relação antagônica variam a depender dos organismos e suas necessidades. O bio-controle direto compreende basicamente um mecanismo de predação, enquanto o indireto compreende a competição por nutrientes e espaço com outros organismos, como fungos e

bactérias, modificações nas condições ambientais assim como induções do mecanismo de defesa de plantas hospedeiras (GAJERA et al., 2013; DE HAAN & LEMMENS, 2018). A busca pelo potencial uso dos mixomicetos no bio-controle de fungos e bactérias de interesse econômico (na área da saúde e agronomia) vem se tornando cada vez mais requisitada, graças à capacidade destes organismos de fagocitarem micélio e conídios de fungos em plantas infectadas sem invadir os tecidos internos da planta, e de fagocitarem colônias de bactérias in vitro, fazendo dos mixomicetos excelentes agentes bio-controladores (NIEVES-RIVERA, 2000).

Os mixomicetos sintetizam numerosas substâncias com atividade antimicrobiana, assim como, em sua fase plasmodial, de produções extracelulares de exopolissacarídeos e enzimas, como amilase e protease, stigmasterol, além de outras substâncias (HERRERA et al., 2011; MACABAGO & DELA CRUZ, 2014; HUYNH et al., 2017). Estudos sobre a atividade biológica das substâncias produzidas pelos mixomicetos relatam sua ação antagônica tanto no desenvolvimento de microrganismos quanto no de plantas, incluindo monoculturas de importância econômica. Substâncias produzidas por *Lycogala epidendrum*, como as lycogarides, são capazes de inibir a germinação de raízes e coleóptilos de *Oryza* sp. (HASHIMOTO et al., 1994). A mesma espécie foi referida por Costa (2017), juntamente com *Lycogala confusum* Nann.-Bremek. ex Ing, como produtora de substâncias com atividade antifúngica sobre *Candida tropicalis* e *C. parapsilosis*, responsáveis por infecções (candidemias). Novos alcaloides, presentes em esporocarpos de *Lycogala epidendrum* e *Arcyria cinerea* foram identificados por Kamata e colaboradores (2005), os quais apresentaram registros de resposta antagônica contra 39 diferentes linhagens de células tumorais. Em 2017, Costa indicou o potencial antagônico de importância médica para substâncias produzidas por *Alwisia bombarda* Berk. & Broome, registrando atividade inibitória de 80,9% para células tumorais HEP-2 (carcinoma de laringe humana) e 93,6% para as células RAW 264.7 (macrófagos murinos).

Chiappeta e colaboradores (1999) e Ribeiro e colaboradores (2002), utilizando extratos a partir do esporocarpo de *Fuligo septica* e do plasmódio de *Physarella oblonga* (Berk. & Curt.) Morgan, detectaram atividade antibacteriana para espécies de interesse médico, como *Staphylococcus aureus*, *Mycobacterium smegmatis*, *Bacillus subtilis* e *Pseudomonas aeruginosa*, com halos de inibição variando entre 12 mm e 14 mm de diâmetro, assim como atividade antifúngica para

Candida albicans. Posteriormente, Herrera e colaboradores (2011), utilizando extrato obtido a partir do plasmódio de *Physarella oblonga*, detectaram atividade antimicrobiana positiva contra a forma epimastigota de *Trypanosoma cruzi* causador da Doença de Chagas, assim como, apresentaram o potencial antagônico de extratos do plasmódio de *Physarum melleum* (Berk. & Broome) Masee na inibição do fitopatógeno *Fusarium oxysporum* causador de murcha em diversas espécies de plantas de interesse agrônomo. Este foi o primeiro relato demonstrando o potencial antagônico dos mixomicetos para fungos fitopatogênicos.

Em 2018, De Haan & Lemmens apresentaram o primeiro registro de antagonismo direto pelo mecanismo de predação pelo plasmódio da espécie *Physarum melleum* para as espécies fitopatogênicas causadora de murcha (*Fusarium oxysporum*) e de alternarioses (*Alternaria* sp.). Foi evidenciada a predação do micélio e conídios pelo plasmódio, assim como a inviabilidade dos mesmos após o processo de fagocitose.

3 RESULTADOS

3.1 ARTIGO 1 – MYXOMYCETES COMO INDICADOR DE COMPROMETIMENTO FOLIAR CAUSADO POR FUNGOS FITOPATOGÊNICOS EM *COCOS NUCIFERA* L.¹

Resumo- As Arecaceae oferecem microhabitats favoráveis ao desenvolvimento dos mixomicetos, porém pesquisas direcionadas para as espécies associadas a palmeiras são escassas. A mixobiota presente em indivíduos de *Cocos nucifera* L., espécie de grande importância econômica, foi avaliada em coqueiral cultivado em Pernambuco, nordeste do Brasil. A incidência de mixomicetos nos coqueiros e substratos, composição da mixobiota, riqueza, diversidade taxonômica, constância, abundância e diversidade das espécies foram analisadas em 60 indivíduos que apresentavam diferentes níveis de doenças foliares causadas por fungos. O estipe, bainha da folha, bráctea da inflorescência e estopa de 30 indivíduos apresentando no máximo uma folha sintomática, com até 25% da superfície comprometida (G1) e 30 indivíduos com quatro ou mais folhas com comprometimento >25% da superfície (G2). Mixomicetos estavam presentes em 80% dos coqueiros, com maior incidência no grupo G2, mais abundantes no período chuvoso. Foram obtidos 128 espécimes

(63% estopa, 31% estipe, 4% bainha e 2% bráctea), representando 14 espécies, pertencentes às Columellomycetidae (Physarales) e Lucisporomycetidae (Trichiales), com diversidade taxonômica no grupo G1 maior ($S/G=2,25$) que a observada no G2 ($S/G=2,80$). *Hemitrichia serpula*, *Physarum decipiens* e *Diderma effusum* caracterizam a mixobiota. Este trabalho apresenta o primeiro registro para o Brasil das espécies *Diderma chondrioderma*, *Didymium clavus*, *Physarum crateriforme* e *P. roseum* em *Cocos nucifera*. O coeficiente de comunidade (72,7%) e a porcentagem de similaridade (78,3%) evidenciaram semelhança na composição da mixobiota, porém 66,4% dos espécimes e 100% das espécies foram registrados no grupo G2. O nível de comprometimento foliar não selecionou as espécies, influenciando na incidência, abundância, riqueza e diversidade da mixobiota, que podem ser empregadas como parâmetro indicativo do nível de sanidade de coqueiros.

Palavras-chave: folheto aéreo; Arecaceae; bio-indicador; coqueiro; microhabitat; monocultura; myxogastria; palmeira.

¹ Artigo completo submetido como Sá, C.E.V.A.; Ferraz, L.G.B. & Cavalcanti L.H. 2021. Myxomycetes as indicators of leaf damage caused by phytopathogenic fungi in *Cocos nucifera* L.. Fungal Diversity

Abstract- Arecaceae plants, either live or dead, provide favorable microhabitats for the development of myxomycetes, but research focusing on myxomycete species associated with palm trees is scarce. The mixobiota present on individuals of *Cocos nucifera* L., a species of great economic importance, was evaluated in coconut groves cultivated in Pernambuco, northeastern Brazil. The incidence of myxomycetes on coconut palms and substrates, and the composition, richness, taxonomic diversity, constancy, abundance, and diversity of species of the mixobiota were analyzed in 60 coconut trees that presented different levels of leaf diseases caused by fungi. During direct field collections, inspections were made of the stems, leaf sheaths, inflorescence bracts, and twigs of a group of 30 individuals presenting a maximum of one symptomatic leaf with up to 25% of the surface affected the disease

(G1), and a group of 30 individuals with four or more leaves presenting > 25% of the leaf surface damaged (G2). Myxomycetes were present in 80% of the coconut palms, with a higher incidence in G2, and were more abundant during the rainy season. A total of 128 specimens were obtained (63% from fronds, 31% from trunks, 4% from leaf sheaths, and 2% from bracts), representing 14 species of Columellomycetidae (Physarales) and Lucisporomycetidae (Trichiales), with greater taxonomic diversity in G1 (species/genus [S/G] ratio = 2.25) than in G2 (S/G = 2.80). *Hemitrichia serpula*, *Physarum decipiens* and *Diderma effusum* characterized the myxobiota. This work presents the first record for Brazil of the species *Diderma chondrioderma*, *Didymium clavus*, *Physarum crateriforme* and *P. roseum* on *C. nucifera*, the latter being mentioned for the first time in palm trees. The community coefficient (72.7%) and the similarity percentage (78.3%) showed a similar composition of the mixobiota; however, 66.4% of the specimens and 93% of the species were registered in G2. The level of leaf damage did not select the species of the myxobiota but influenced their incidence, abundance, richness and diversity, which are parameters that can be used as indicators of the health status of coconut trees.

Introdução

A classe Myxomycetes (Amebozoa) reúne organismos eucarióticos amebóides capazes de produzir esporocarpos macroscópicos, pertencentes ao táxon monofilético Myxomycota, do filo Eumycetozoa (FIORE-DONNO et al., 2011; LEONTYEV et al., 2019; LADO, 2005-2021). A classificação tradicional reconhece as subclasses Ceratiomyxomycetidae (Ceratiomyxales), Myxogastromycetidae (Echinosteliales, Liceales, Trichiales, Physarales) e Stemonitomycetidae (Stemonitidales) e se baseia em caracteres morfológicos (MARTIN & ALEXOPOULOS, 1969; POULAIN et al., 2011). Considerando que a atual classificação não reflete adequadamente as relações evolutivas dentro do grupo, foram propostas por Leontyev e colaboradores (2019), com base em dados moleculares, as subclasses Lucisporomycetidae (esporos claros), abrangendo as ordens Cribrariales (grupo basal) Reticulariales, Liceales e Trichiales e Columellomycetidae (esporos escuros), incluindo as ordens Echinosteliales (grupo basal), Clastodermatales, Meridermatales, Stemonitidales e Physarales.

As mixamebas, mixoflagelados e plasmódios dos mixomicetos são capazes de fagocitar bactérias, esporos e hifas de fungos e protistas para obtenção de nutrientes, podendo também se alimentar diretamente pela absorção de compostos orgânicos dissolvidos no meio (STEPHENSON & ROJAS, 2017; FUKASAWA et al., 2018). Com cerca de 1000 espécies conhecidas, os mixomicetos habitam diferentes ambientes terrestres, naturais ou alterados por atividades humanas, interagindo com outros microrganismos, animais e vegetais, comumente sem lhes ocasionar danos (DUDKA et al., 2006; MENZEL & MULLER, 2009; SEVCIK, 2010; TAYLOR et al., 2015).

Dentre os vegetais, as palmeiras (Arecaceae) oferecem substrato e microhabitats bastante favoráveis aos mixomicetos, com registros de ocorrência em cerca de 100 espécies (SILVA, 2016), incluindo algumas de interesse econômico, como *Elaeis guineenses* Jacq, dendezeiro, *Copernicea prunifera* (Mill.) H.E. Moore, carnaubeira, *Attalea speciosa* Mart., babaçu e *Cocos nucifera* L., coqueiro (MOBIN & CAVALCANTI, 1998/1999; SILVA & CAVALCANTI, 2010; PARENTE & CAVALCANTI, 2013; SÁ et al., 2019).

O coqueiro é uma das frutíferas mais difundidas no mundo (MARTINS & JESUS JUNIOR, 2011), sendo de alta expressão econômica e social, inclusive no Brasil (ARAGÃO et al., 2001). Segundo a Agência Embrapa de Informação Tecnológica (AGEITEC) o Nordeste brasileiro é considerado a região de maior produção do fruto de *C. nucifera*, mas o rendimento da cultura em termos de produtividade ainda é baixo, decorrente do nível tecnológico empregado (MARTINS & JESUS JUNIOR, 2013), com poucas pesquisas direcionadas para o controle de fitopatógenos e pragas que comprometem essa cultura.

As doenças do coqueiro afetam diretamente a produção dos frutos e, consequentemente, impõem prejuízos significativos para os produtores. Dentre as principais doenças foliares ocasionadas por fungos em coqueiros incluem-se a lixa-grande, a lixa-pequena, a queima das folhas e a mancha foliar. *Camarotella acrocomiae* (Mont.) K.D. Hyde & P.F. Cannon (Ascomycota, Phyllachoraceae), o agente causador da lixa grande, apresenta sintomas característicos como a presença de estromas de aparência rugosa e circular de coloração amarronzada, principalmente, na parte superior dos folíolos e raque foliar. A lixa pequena, causada por *Camarotella torrendiella* (Bat.) Bezerra & Vitória (Ascomycota, Phyllachoraceae), apresenta sintomas similares a lixa grande, com exceção dos estromas, que são

menores e de coloração negra. Os sintomas da queima-das-folhas, causada pelo ascomiceto *Botryosphaeria cocogena* Subileau, Renard & Lacoste [*Lasiodiplodia theobromae* (Pat.) Griffon & Maubl] estão relacionados com o empardecimento em forma de “V” invertido nas folhas, iniciando na borda dos folíolos e prolongando-se em direção a raque foliar. Esta doença já foi associada às manchas causadas por espécies do grupo *Pestalotiopsis*-like (CARDOSO et al., 2002). Manchas foliares ou manchas de *Pestalotia*, causadas por algumas espécies dos gêneros *Pestalotiopsis* e *Neopestalotiopsis* são lesões de bordas definidas que variam em forma podendo ser arredondadas ou elípticas, com coloração variando de marrom escuro a acinzentada, variando de tamanho, desde 1 mm até o comprimento total da folha. Com a expansão das lesões verifica-se a descoloração parda avermelhada e, posteriormente, o secamento das áreas das raques foliares até a morte foliar (CARDOSO et al., 2002), provocando queda de cacho e perda de frutos.

Pesquisas sobre a presença de mixomicetos em monoculturas de interesse econômico são escassas e há breves relatos sobre danos causados às plantas, como os de Pereira (1984) em *Paulinia cupana* Kunth (guaranazeiro), Silva e Bezerra (2005) em *Eryngium foetidum* L.(coentro de caboclo) e *Lactuca sativa* L.(alface), Kim e colaboradores (2007, 2009), em *Ipomoea batatas* (L.) Lam.(batata doce) e *Cucumis melo* L. var. *makuwa* Makino (melão), *Brassica oleracea* var. *acephala* DC (couve) e *Citrullus lanatus* (Thumb.) Matsum e Nakai (melancia), Lee e colaboradores (2008), Domingues e colaboradores (2012) e Ribeiro e Briosso (2019) em *Fragaria* spp. (morangueiros). Agra e colaboradores (2018) apresentaram uma lista de mixomicetos associados com plantas de interesse econômico e esclareceram que a doença da soja [*Glycine max* (L.) Merrill] denominada bean smut não era causada por fungos e sim por extensas esporulações do mixomiceto *Physarum cinereum* (Batsch) Pers. sobre a parte aérea da planta.

Pesquisas recentes apresentam evidências do potencial de algumas espécies de mixomicetos atuarem como bio-indicadores ou biorremediadores de condições abióticas ou bióticas (KRYVOMAZ, 2015; KYVOMAZ et al., 2016; GUYER et al., 2017; SIBAJA-MATARRITA et al., 2018). No presente artigo analisou-se a mixobiota presente em coqueiro anão verde, visando obter evidência de respostas dos mixomicetos a diferentes níveis de severidade de doenças fúngicas foliares.

Materiais e métodos

O trabalho foi desenvolvido em coqueiral (1,5 ha), do sítio Pedra Pintada (8° 28' 12" S e 35° 43' 44" O, 444 masl.), localizado no município de Bonito, Agreste de Pernambuco, Nordeste do Brasil. O clima local é Tropical, tipo 'As' segundo a classificação climática de Köppen e Geiser (ALVARES et al. 2014), com chuvas de outono inverno. Segundo o Climate-Data, a temperatura média é de 22,1 °C e a pluviosidade média anual varia em torno de 1.178 mm.

O manejo do cultivo obedece às ações usuais de correção do solo, adubação, coroamento, limpeza da área e práticas fitossanitárias. Durante o ensaio, não foram aplicados defensivos agrícolas sobre as plantas selecionadas para o presente estudo. Em alguns coqueiros da plantação houve ocorrência de uma enfermidade nova, cuja etiologia ainda se encontra indefinida, que recebeu o nome de Atrofia Letal da Coroa do Coqueiro (FERRAZ et al., 2020), mas que não afetou as plantas sob observação.

Foram selecionados e etiquetados 60 indivíduos de *Cocos nucifera* L. var. *nana* (Griff.) G. V. Narayana, apresentando diferentes níveis de doenças foliares causadas por fungos, distribuídos em dois grupos. No primeiro grupo (G1), foram incluídos 30 indivíduos com estágio inicial de doenças foliares (com uma folha sintomática com até 25% da superfície foliar comprometida) e 30 indivíduos no segundo grupo (G2) com estágio avançado de doenças foliares (4 ou mais folhas com comprometimento superior a 25% da superfície foliar). Considerou-se como comprometimento foliar a região da folha acometida por lesões e desconsiderou-se a presença da lixa do coqueiro (*Camarotella* sp.), presente em todos os coqueiros da região Nordeste.

Observações e coletas de esporocarpos de mixomicetos foram realizadas em todas as partes vivas para os 60 indivíduos no período chuvoso (junho), na transição do período chuvoso para a estiagem (setembro), no período de estiagem (dezembro) e na transição do período de estiagem para chuvoso (março), compreendendo quatro idas a campo. Dados de precipitação pluviométrica e temperatura, relativas ao período de estudo foram fornecidos pelo Instituto Agrônômico de Pernambuco.

As macro e microestruturas dos esporocarpos dos mixomicetos coletados foram analisadas para identificação das espécies, com base nos trabalhos de Martin & Alexopoulos (1969), Farr (1976), Lado (2005-2021) e Poulain et al. (2011). Após a identificação, o material foi submetido a choque térmico a 52°C por 24 h e -8°C até a herborização e tombamento no Herbário Geraldo Mariz (UFP), da Universidade Federal de Pernambuco.

A incidência dos mixomicetos nas quatro coletas (estação chuvosa e estiagem) foi analisada nos 30 indivíduos de cada grupo de coqueiros, enquanto que nos substratos de esporulação foi analisada considerando o conjunto dos 60 coqueiros. A composição da mixobiota, diversidade taxonômica, abundância, constância e a diversidade das espécies foram analisadas e comparadas entre os dois grupos. A estopa, bráctea da inflorescência e bainha foliar que se encontravam nas plantas foram consideradas como elementos do folheto aéreo e a superfície do estipe foi considerada equivalente à casca de árvores vivas (KRYVOMAZ et al., 2020) (Fig. 1).

A incidência das espécies nos e nos substratos de esporulação foram calculadas pela razão entre o número de indivíduos/substratos em que foram encontrados esporocarpos e o número de coqueiros/substratos examinados (SÁ et al., 2019). O índice de diversidade taxonômica foi baseado na relação S/G (espécie/gênero), cujo valor é inversamente proporcional à diversidade existente (DELA CRUZ et al., 2014). A abundância de cada espécie foi avaliada considerando-se o número de espécimes obtidos e o número total de espécimes de mixomicetos, nos dois grupos de coqueiros. Adotou-se a classificação proposta por Schnittler e Stephenson (2000): escassa (< 1,5%), ocasional (1,5 - 3,5%), comum (3,5 - 6,5%) ou abundante (> 6,5%). A constância de cada espécie foi avaliada segundo Cavalcanti e Mobin (2004), relacionando o total de visitas a campo realizadas (4) e o número de visitas onde a espécie foi encontrada. As espécies foram classificadas como constante (> 50%), acessória (26% a 50%) ou acidental ($\leq$ 25%).

O coeficiente de comunidades ($CC = 2c/(a + b)$) foi utilizado com o intuito de verificar a semelhança entre as comunidades entre dois grupos de coqueiros estudados, onde “a”= o número total de espécies da primeira comunidade, “b”= número total de espécies da segunda comunidade e “c”= espécies em comum às duas comunidades (DAGAMAC et al., 2012). A Porcentagem de Similaridade ($PS = \Sigma \min [a, b, \dots x]$) entre os dois grupos foi também avaliada para atribuir maior valor ao

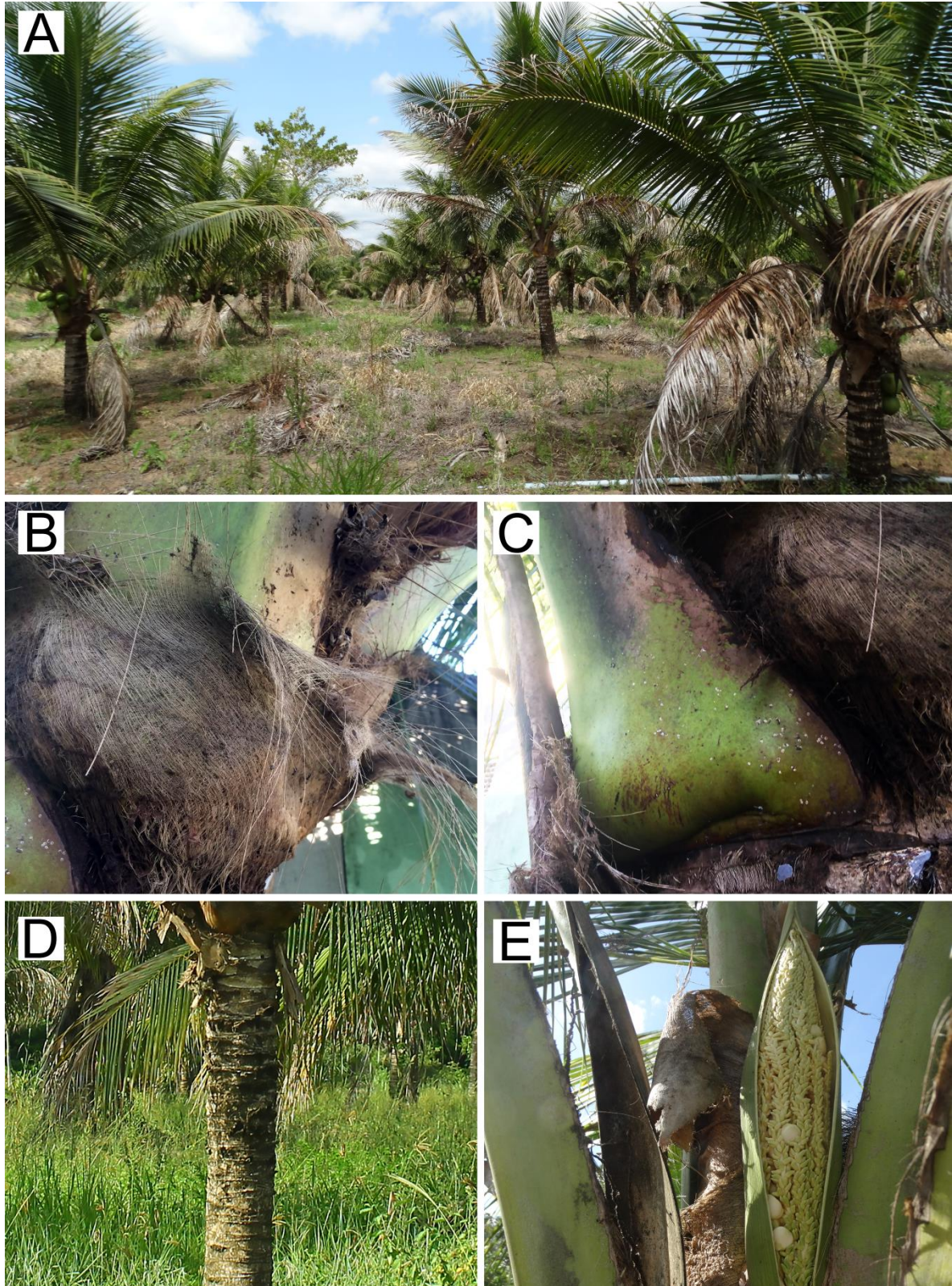
CC, onde o valor de “min” corresponde ao menor valor percentual de abundância relativa das espécies a,b...x para ambas as comunidades (DAGAMAC et al., 2012).

A riqueza para os dois grupos de coqueiro estudados foi estimada e comparada utilizando-se o programa EstimateS, Version 9.1, 100 randomizations (COLWELL, 2013) na construção da curva de rarefação ou saturação (SAC) com intervalo de confiança e do Índice de Chao 1, em acordo ao protocolo seguido por Redeña-Santos e colaboradores (2018).

Os índices de diversidade de Shannon (SCHNITTLER & STEPHENSON, 2000), Simpson e Fisher's Alpha (REDEÑA-SANTOS et al., 2018) foram calculados para cada indivíduo de *C. nucifera*, utilizando o programa PAST- Paleontological Statistics (HEMMER et al., 2001). O vegan package no programa R studio foi utilizado na montagem do boxplot comparativo entre os índices de diversidades obtidos pelo PAST e na criação do escalonamento multidimensional não métrico (NMDS). O NMDS teve seu cálculo baseado nas distâncias de similaridade de Bray Curtis e no teste estatístico de Análises Permutacionais de Variância (PERMANOVA), considerando 9999 permutações através da função *adonis* (REDEÑA-SANTOS et al., 2018).

Na lista comentada das espécies, os táxons estão apresentados em ordem alfabética e a nomenclatura está de acordo com Lado (2005-2021). Para cada táxon, além de informações sobre ocorrência em *C. nucifera* e outras palmeiras, são fornecidos: número de tombamento de exsicata representativa da espécie no Herbário UFP, entre parênteses, seguido do grupo de coqueiros onde foi obtido registro e respectivo número de espécimes, entre colchetes; em negrito: classes de abundância (A), constância (C) e período de esporulação (E): ch=chuvoso; ch/es= transição para estiagem; es=estiagem; es/ch = transição para chuvoso; em itálico, está identificado o substrato de esporulação [sto= estopa; sti=estipe; bt= bráctea da inflorescência; bf= bainha foliar (Fig.1)].

Fig. 1. Coqueiral e partes da planta (*Cocos nucifera* L.) em que foram coletadas amostras de esporocarpos de myxomycetes. A, coqueiral na fazenda Pedra Pintada (Bonito, Pernambuco, Brazil); B, estopa; C, bainha; D, estipe; E, bráctea. Fotos: Ferraz L.G.B. (A and E) and Sá C.E.V.A (B, C and D).



Resultados e discussão

Composição da mixobiota e riqueza de espécies

Ao todo estavam presentes 128 espécimes, referentes à cinco gêneros e 14 espécies de mixomicetos, pertencentes às famílias Didymiaceae (*Diderma* e *Didymium*), Physaraceae (*Physarum*) e Trichiaceae (*Hemitrichia* e *Perichaena*); nove das espécies ocorreram nos dois grupos de coqueiros (CC=72,7%). Do total de espécies, 86% pertencem à superordem Columellidia, com esporos escuros (*Diderma*, *Didymium* e *Physarum*), enquanto 14% pertencem à superordem Lucisporidia, com esporos claros (*Hemitrichia* e *Perichaena*).

Diderma chondrioderma (De Bary & Rostaf.) Kuntze (UFP 86.367, UFP 87.710). [G1=2; G2=2]: **A=ocasional; C= acessória; E= ch**; *sto*= 2; *sti*= 2.

Esta espécie tem registro para o Brasil, ocorrendo em tronco vivo de palmeiras não identificadas, no estado de Pernambuco (PÔRTO et al., 1985). A ocorrência em estipe vivo de *C. nucifera* observada no presente trabalho também foi relatada para o Sul da Malásia por Sanderson (1922), citada como *Diderma arboreum* G. Lister & Petch., e para as Ilhas Seychelles, por Kryvomaz e colaboradores (2020).

Diderma effusum (Schwein.) Morgan (UFP 87.722, UFP 87.725). [G1=5; G2=6]: **A=abundante; C=constante; E=ch, ch/est**; *sto*= 7; *sti*= 4.

No Brasil, *D. effusum* tem registros de ocorrência em *C. nucifera* no município de Ilha Bela, São Paulo, e em folha viva de palmeira não identificada, em Pernambuco (PÔRTO et al., 1985; HOCHGESAND & GOTTSBERGER, 1996). Em Madagascar (África), há registros dessa espécie em folhas vivas de coqueiro (WRIGLEY DE BASANTA et al., 2013), e nas Ilhas Seychelles foi coletada em folheto aéreo e no estipe morto (KRYVOMAZ et al., 2020).

A ocorrência de *D. effusum* em palmeiras parece ser comum, pois há registros em diferentes continentes, presente em partes mortas, como bainha de folhas de *Areca catechu* L. (RANADE et al., 2012), na Índia. e de *Rhopalostylis sapida* (Sol. ex G. Forst.) H.Wendl & Drude, na Nova Zelândia (STEPHENSON, 2003). Em

Queensland, foi encontrada por McHugh e colaboradores (2003) sobre restos mortos de *Oraniopsis appendiculata* F.M.Bailey, J. Dransf., A.K.Irvine & N.W.Uhl, palmeira típica de florestas úmidas da Austrália. No México, foi coletada por Lado e colaboradores (2003) em folheto aéreo de palmeira não identificada, na Reserva Ecológica El Eden.

Didymium clavus (Alb. & Schwein.) Rabenh. (UFP 87.748, UFP 87.711). [G1=3; G2=5]: **A= comum; C=acessória; E= ch, est/ch; sti= 7; sto= 1.**

Barnes (1963) relatou a presença de *D. clavus* em estopa de *C. nucífera*, em Trinidad e Tobago, na América Central. No Brasil, não se tem registro da ocorrência dessa espécie em coqueiros, mas se tem sobre frutos caídos de espécies de palmeiras não identificadas para o estado de Pernambuco (PÔRTO et al., 1985). Na região Nordeste, foi encontrada em frutos e inflorescências mortos e em folhas vivas de palmeiras de interesse econômico, como *Eleais guineensis* Jacq. (SILVA & CAVALCANTI, 2010) e *Copernicia prunifera* (Mill.) H. E. Moore (MOBIN & CAVALCANTI, 1999, 2000; CAVALCANTI & MOBIN, 2004). A ocorrência desta espécie em *E. guineensis* também é conhecida para a África Central, no monte Alen, a 600 m de altitude (LADO & TEYSSIERE, 1998). A presença de *D. clavus* em folhas de *Jubaea chilensis* (Molina) Baill. foi relatada para o Chile (LADO et al., 2013), sendo também referida para a Índia, em folhas de palmeira não identificada (RENADE et al., 2012).

Didymium megalosporum Berk. & M.A. Curtis (UFP 87.701, UFP 87.702). [G1=0, G2=2]: **A= ocasional; C= acessória; E= ch; sto= 2;**

Didymium megalosporum tem distribuição conhecida em diferentes continentes, especialmente em países da Europa. A ocorrência da espécie na América do Sul foi registrada pela primeira vez por Torrend (1915), baseado em material do Brasil, esporulado em folheto de solo, sem indicação de local de coleta. Na literatura consultada só foi encontrado registro de *D. megalosporum* em palmeiras em Valparaíso, Chile, esporulando em folhas de *Jubaea chilensis* (Molina) Baill. (LADO et al., 2013). Sua ocorrência no Brasil está sendo confirmada após 126 anos, documentada neste trabalho pelo espécime coletado em estopa de *C. nucífera*.

Hemitrichia calyculata (Speg.) M. L. Farr. (UFP 86.366, UFP 87.724). [G1=2, G2=5]: **A= comum; C= acessória; E= ch, ch/est; sto= 7.**

Na literatura se tem registros de *H. calyculata* sobre *C. nucifera* no Nordeste do Brasil, esporulada em bainha viva da folha (SÁ et al. 2019), no Sul da Malásia, também na base da folha (SANDERSON, 1922) e nas Ilhas Seychelles, em folheto de solo e em estipe morto (KRYVOMAZ et al., 2020).

Hemitrichia calyculata se desenvolve e esporula em outras espécies de palmeiras, em diferentes países e continentes. No Brasil, foi registrada em estipe e folhas caídas ao solo, de palmeira não identificada nos estados de Pernambuco, Paraíba e Ceará (PÔRTO et al., 1985; CAVALCANTI & MARINHO, 1985; ALVES & CAVALCANTI, 1996; CAVALCANTI & PUTZKE, 1998). No Piauí, tem registros sobre *Attalea speciosa* Mart. ex Spreng., *Astrocaryum vulgare* Mart. e *Mauritia flexuosa* L.f. (MOBIN & CAVALCANTI 1998/1999; CAVALCANTI & MOBIN, 2004; PARENTE & CAVALCANTI, 2013). No sul do país foi encontrada em pecíolo de *Attalea dubia* (Mart.) Burret por Gottsberger e colaboradores (1992), no estado do Paraná. Na América Latina tem registros para o México, em estipe de *Brahea dulcis* (Kunth) Mart., Cuba, em pecíolo caído de *Calyptronoma plumeriana* (Mart.) Lourteig e Costa Rica, em folhas caídas de palmeira não identificada (NOVOZHILOV et al., 2001; CAMINO et al., 2008; ESTRADA-TORRES et al., 2009). Na África, tem registro em folheto de *Dypsis*, na região de Ihorombe, Madagascar, e na Ásia foi encontrada em palmeira não identificada no sul da Malásia (SANDERSON, 1922; WRIGLEY DE BASANTA et al., 2013).

Hemitrichia serpula (Scop.) Rostaf. ex Lister. (UFP 87.712, UFP 87.713). [G1=16, G2=21]: **A= abundante; C= constante; E= ch, ch/est, est; sto= 27; sti= 2; bt= 3; bf= 5.**

Essa espécie é comum em coqueirais, sendo referida para o Brasil em estopa, bainha, bráctea viva e flores mortas (SÁ et al., 2019). Sua associação com *C. nucifera* parece ser frequente, com registros sobre estipe vivo ou morto, bainha foliar, estopa e folhas mortas na Índia, no sul da Malásia, na Nova Caledônia e nas Ilhas Seychelles (SANDERSON, 1922; THIND, 1977; RANADE et al., 2012; KYLIN et al., 2013; KRYVOMAZ et al., 2020).

Hemitrichia serpula se associa a várias espécies de palmeiras, em diferentes continentes. No Brasil, se tem registro em palmeiras não identificadas em estados

do Norte e Nordeste (FARR, 1985; PÔRTO et al, 1985). Em Pernambuco, foi registrada em estipe caído/vivo e folhas mortas de *E. guineenses* (SILVA & CAVALCANTI, 2010) e no Piauí foi coletada em bráctea foliar de *A. vulgare*, em pecíolo de *M. flexuosa* e sobre *A. speciosa* (MOBIN & CAVALCANTI, 1998/1999; CAVALCANTI & MOBIN, 2004; PARENTE & CAVALCANTI, 2013). A variedade *piauiense* Mobin & Cavalcanti foi descrita com base em plasmodiocarpos encontrados em bráctea foliar e pecíolo de *M. flexuosa* e *A. vulgare*, no estado do Piauí (MOBIN & CAVALCANTI, 2001). Além do Brasil, *H. serpula* tem registros em palmeiras em outros países da América Latina, esporulando em ráquis e pecíolo de *Roystonea regia* (Kunth) O. F. Cook em Cuba (CAMINO et al., 2008), em folhas mortas de palmeira não identificada em Porto Rico (NOVOZHILOV et al., 2001), em folheto aéreo de *Sabal japa* C. Wright e *Astrocaryum mexicanum* Liebm. ex Mart. e em tronco vivo de palmeira não identificada, no México (LADO et al., 2003). Na África (Madagascar), foi coletada em *Dypsis* sp. por Wrigley de Basanta e colaboradores (2013). Na Nova Zelândia, foi encontrada em bráctea de folhas caídas de *Rhopalostylis sapida* (Sol. ex G.Forst.) H. Wendl. & Drude (STEPHENSON, 2003) e em Queensland, Austrália, foi encontrada por McHugh e colaboradores (2003) em uma área de floresta, esporulando sobre palmeiras mortas.

Perichaena pedata (Lister & G. Lister) G. Lister ex E. Jahn (UFP 86.365) [G1=0, G2=1]: **A= escassa; C= acessória; E= ch; sto= 1.**

Essa espécie tem ampla distribuição mundial, porém é pouco frequente no Brasil, onde foi registrada sobre estopa de *C. nucifera* cultivado na região nordeste do país (SILVA, 2016). Para a Costa Rica se tem registro da espécie em “Cocos Island” para palmeira não identificada (ROJAS & STEPHENSON, 2008).

Physarum crateriforme Petch. (UFP 87.721, UFP 87.717). [G1=1, G2=1]: **A= ocasional; C= acessória; E= ch; sti=2.**

O primeiro registro encontrado na literatura para a ocorrência de *P. crateriforme* em *C. nucifera* foi efetuado por Ing e Haynes (1999), que referem a sua presença no estipe vivo, em florestas de Belize, West Belize. A espécie também foi referida por Kryvomaz e colaboradores (2020) para as Ilhas Seychelles, Oceano Índico, coletada em folheto aéreo e estipe morto de *C. nucifera*. Para o Reino Unido se tem registro de ocorrência de *P. crateriforme* em palmeira não identificada

(STEPHENSON, 2009) e no Brasil foi encontrada em folhas mortas de palmeira não identificada e em inflorescência morta de *E. guineenses* (PÔRTO et al., 1985; SILVA & CAVALCANTI, 2010).

Physarum decipiens M.A. Curtis. (UFP 87.715, UFP 87.726). [G1=11, G2=27]: **A= abundante; C= constante; E= ch, ch/est, est/ch; sto= 17; sti=21.**

Não foram encontrados na literatura relatos da ocorrência de *P. decipiens* em *C. nucifera*. É provável que este seja o primeiro registro em nível mundial da presença da espécie em coqueiros. Todavia *P. decipiens* tem sido observado em associação com outras palmeiras, como *Brahea dulcis* (Kunth) Mart., no México, e sobre espécies não identificadas, no Brasil (BEZERRA et al., 2008; ESTRADA-TORRES et al., 2009).

Physarum melleum (Berk. & Broome) Massee. (UFP 87.705, UFP 87.745). [G1=1, G2=3]: **A= ocasional; C= acessória; E= ch, ch/est; sto= 4.**

No Brasil, tem-se registro de *P. melleum* em plantas vivas de *C. nucifera* e em frutos caídos de palmeira não identificada, no estado de Pernambuco (FARR, 1960; PÔRTO et al., 1985; MENDES et al., 1998). Ocorre sobre folhas, espiguetas e folheto aéreo de *C. nucifera* em outros países e continentes, como Trindade e Tobago, na América Central (BARNES, 1963), Ilha da Reunião e Madagascar, no continente africano (ADAMONYTE et al., 2011; WRIGLEY DE BASANTA et al., 2013) e Ilhas Seychelles, Oceano Índico (KRYVOMAZ et al., 2020).

Physarum melleum também é encontrada associada a outras espécies de palmeiras. No nordeste do Brasil, tem-se registro para os municípios de Piri-piri (PI), em folhas de *C. prunifera* e Teresina (PI), em indivíduos de *A. speciosa* (MOBIN & CAVALCANTI, 1999, 2000; CAVALCANTI & MOBIN, 2004; PARENTE & CAVALCANTI, 2013). No México, foi registrado em folheto aéreo e folheto de solo de palmeira não identificada, em Quintana Roo, em Veracruz, em folheto de *A. mexicanum* e em Tehuacán, sobre folhas de *B. dulcis* (LADO, 2003; ESTRADA-TORRES et al., 2009). Em Porto Rico, se tem registro para a floresta Tabanuco, sobre folhas mortas de palmeiras não identificadas (NOVOZHILOV et al., 2001) e na Nova Zelândia ocorre em folhas caídas de *R. sapida* (STEPHENSON, 2003).

Physarum oblatum T. Macbr. (UFP 86.372) [G1=0, G2=1]. **A= escassa; C= acessória; E= ch; sti=1.**

No nordeste do Brasil, *P. oblatum* tem registro sobre folhas mortas de *C. nucifera* e palmeiras não identificadas (CAVALCANTI, 1974; PÔRTO et al., 1985). Na literatura consultada, apenas Ing e Hnatiuk (1981) citam sua ocorrência nas ilhas Pricard e Esprit, Atol de Aldabra, em folheto de solo onde predominavam cascas do fruto de *C. nucifera* e Kryvomaz e colaboradores (2020) referem sua presença em folheto aéreo de *Phoenicophorium borsigianum* (K. Koch) Stuntz, palmeira endêmica das Ilhas Seychelles.

Physarum roseum Berk. & Broome (UFPd 87.718, UFP 87.719).[G1=0, G2=4]. **A=ocasional; C=acessória; E=ch, ch/est; sti=4.**

Não foram encontrados registros da ocorrência de *P. roseum* em palmeiras no Brasil, porém a espécie foi coletada sobre cascas do fruto do coqueiro em decomposição por Ing e Hnatiuk (1981) nas ilhas Pricard e Esprit, Atol de Aldabra e por Kryvomaz e colaboradores (2020) nas ilhas de o arquipélago Seychelles, em folheto de solo de *C. nucifera*.

Physarum stellatum (Masse) G.W. Martin (UFP 87.706) [G1=0, G2=1]: **A=escassa;C=acessória; E=ch; sto=1.**

A presença de *P. stellatum* em *C. nucifera* é relatada para o Brasil, encontrada sobre estopa viva e bainha viva em Goiana, Pernambuco (SÁ et al., 2019) e para a ilhas do arquipélago Seychelles, onde ocorre em folheto de solo, folheto aéreo e em estipe, vivo ou morto (KRYVOMAZ et al., 2020).

De acordo com a literatura, o Brasil detém registros da espécie em palmeira não identificada, no estado de São Paulo (HOCHGESAND & GOTTSBERGER, 1996), em folhas mortas de *E. guineensis*, em Pernambuco (SILVA & CAVALCANTI, 2010), em inflorescência de *A. vulgare* e em folha de *M. flexuosa*, no Piauí (MOBIN & CAVALCANTI, 1998, 1999; CAVALCANTI & MOBIN, 2004). Na América Latina, *P. stellatum* foi observado em folhas vivas ou mortas de palmeiras não identificadas e de *S. japa*, no México e em Porto Rico (NOVOZHILOV et al, 2001; LADO et al.,

2003). Na África, foi coletada em Madagascar sobre folhas caídas de *Dypsis* sp. (WRIGLEY DE BASANTA et al., 2013).

Physarum tenerum Rex (UFP 86.363, UFP 86.364). [G1=2, G2=6]. **A=comum;**
C=acessória; E=ch; es/ch; sto=8.

No Brasil, há registro de *P. tenerum* em estopa viva de coqueiro no município de Goiana, Pernambuco (SÁ et al., 2019). Nas ilhas Pricard e Esprit, atol de Aldabra, no Oceano Índico, foi coletada em cascas do fruto em decomposição (ING & HNATIUK, 1981; KRYVOMAZ et al., 2020). São poucos os registros sobre outras espécies de palmeiras, sendo referida esporulando sobre folhas mortas de palmeiras não identificadas em Itanhaém, São Paulo (HOCHGESAND & GOTTSBERGER, 1996) e na Reserva Ecológica El Eden, estado de Quintana Roo, no México (LADO et al., 2003).

Incidência de Myxomycetes nos coqueiros e sazonalidade de esporulação

Registrou-se 80 % de incidência de mixomicetos no total de coqueiros examinados, com maior percentual nas plantas com elevado comprometimento foliar (Fig.2). Nas quatro visitas a campo não foram obtidos registros em 12 indivíduos, a maioria com baixo comprometimento foliar, porém os mixomicetos estavam presentes em todas as épocas do ano. Em cerca de 15% dos indivíduos, em cada grupo, foram observados apenas no período chuvoso (Tabela 1).

Durante os 12 meses de observações em campo não foram registradas variações expressivas na temperatura média do ar (21-23 °C). Na estação chuvosa, os valores de pluviosidade nos meses de coleta variaram entre 188,3 mm (junho) e 256,8 mm (março), e na estiagem foram registrados 55,8 mm em setembro e 14,2 mm em dezembro. O maior número de espécies em esporulação ocorreu na estação chuvosa (junho) e *H. serpula* foi a única espécie registrada em dezembro. No período chuvoso seguinte (março), observou-se aumento do número de espécies em esporulação, com destaque para *P. decipiens*, que apresentou pico de esporulação no início da estação chuvosa (Fig.3). *Diderma effusum*, *P. decipiens* e *H. serpula* foram constantes e caracterizaram a mixobiota local, enquanto *D. clavus*, *P. melleum*, *P. roseum*, *P. tenerum* e *H. calyculata* são acessórias e *D. chondrioderma*, *D. megalosporum*, *P. pedata*, *P. crateriforme*, *P. oblatum* e *P. stellatum* são

acidentais no coqueiral estudado. Além de constantes, *D. effusum*, *P. decipiens* e *H. serpula* foram classificadas como abundantes, enquanto que *D. clavus*, *P. tenerum* e *H. calyculata* foram comuns, *D. chondrioderma*, *D. megalosporum*, *P. crateriforme*, *P. melleum* e *P. roseum* ocasionais e *P. pedata*, *P. oblatum* e *P. stellatum* foram escassas. No coqueiral da Estação Experimental de Itapirema, situado no município de Goiana, Sá e colaboradores (2019) também referem *H. serpula* como constante e abundante, porém *P. stellatum* foi abundante e *P. tenerum* e *H. calyculata* foram ocasionais.

O desenvolvimento e esporulação dos mixomicetos são diretamente influenciados pela temperatura do ar e umidade do substrato (STEPHENSON & ROJAS, 2017). No presente estudo, observou-se que as duas espécies mais constantes e abundantes apresentaram picos de esporulação em estações diferentes, *P. decipiens* no início do período chuvoso e *H. serpula* na transição para a estiagem (Fig. 3). No coqueiral de Itapirema, Goiana, situado no litoral Norte de Pernambuco, no período de transição da estiagem para o chuvoso (março, 93 mm), Sá e colaboradores (2019) registraram três espécies, representadas por nove espécimes, e no período chuvoso (junho, 112 mm) foram coletados 26 espécimes, porém todos pertencentes a uma única espécie, *H. serpula*. Os coqueiros também pertencem à variedade anã e a área cultivada em Goiana (13 m altitude), distante 130 km de Bonito, está submetida ao mesmo macroclima e regime de chuvas que a de Bonito, que difere principalmente pelo maior distanciamento do litoral, altitude mais elevada e menor variação de temperatura.

No Sul da Tailândia, na Península da Malásia, Sanderson (1922) observou que, em dois anos consecutivos, quando a média de pluviosidade decaía de 228,6 mm, em abril, para 165,1 mm (maio) e 50 mm (junho e julho), ocorria a esporulação de *H. serpula* em folheto aéreo de *C. nucifera*. No Norte da Tailândia, em floresta tropical de altitude (900 m), com período chuvoso de junho (129 mm) a agosto (333 mm) e estiagem de novembro (48 mm) a abril (23 mm), Tran et al. (2006) obtiveram o maior número de registros para *H. serpula* no período de transição entre a estação chuvosa e a estiagem (setembro, 258 mm), enquanto as demais espécies esporularam no período chuvoso, incluindo *D. clavus* e *P. melleum*. No Nordeste do Brasil, em floresta de altitude (400-650 m) situada no município de Areia, onde o período chuvoso se estende de junho (342mm) a agosto (240mm), com curto período de estiagem (novembro e dezembro, 50mm), Costa et al. (2014) registraram

pico de esporulação de *H. calyculata* na transição entre o período chuvoso e a estiagem (setembro), enquanto a esporulação de *H. serpula* ficou concentrada na estiagem. Concordando com as observações de Sanderson (1922), Tran e colaboradores (2006) e Costa e colaboradores (2014), no coqueiral de Bonito o pico de esporulação de *H. serpula* também foi registrado no período de transição entre a estação chuvosa e a estiagem, indicando que a espécie possui um padrão sazonal de esporulação.

Tabela 1. Variação da incidência de mixomicetos em coqueiros em diferentes épocas do ano e níveis de comprometimento foliar. G1 = estágio inicial de doença foliar. G2= estágio avançado de doença foliar.

Indivíduo de coqueiro	Número de espécimes/Estações do ano (G1/G2)			
	Chuvosa	Chuvosa/Seca	Seca	Seca/Chuvosa
1	1/2	0/1	0/1	0/2
2	2/6	1/1	0/1	0/0
3	0/2	0/2	1/0	0/1
4	1/2	1/0	0/0	0/1
5	1/1	1/0	0/0	0/0
6	0/2	0/1	0/0	0/0
7	1/2	0/1	0/1	1/0
8	1/1	1/1	0/0	1/1
9	0/1	0/1	0/0	0/0
10	1/2	1/1	0/1	0/0
11	1/1	0/1	0/0	1/2
12	1/1	3/0	0/0	0/0
13	0/1	0/0	0/0	0/0
14	0/2	1/1	0/0	0/1
15	0/1	0/1	0/0	0/2
16	0/0	1/2	0/0	1/0
17	1/1	0/0	0/0	0/1
18	1/2	1/0	0/1	0/0
19	1/2	0/1	0/0	0/1
20	2/2	0/1	0/0	0/0
21	2/1	2/0	0/0	0/1
22	1/0	1/1	0/0	0/0

23	2/1	1/1	0/0	0/0
24	1/2	1/1	0/1	0/0
25	0/1	0/0	0/0	0/0
26	0/4	0/1	0/1	0/1
27	0/0	0/0	0/0	0/0
28	0/0	0/0	0/0	0/0
29	0/0	0/0	0/0	0/1
30	1/0	0/0	0/0	0/0
TOTAL	22/43	16/20	1/7	4/15

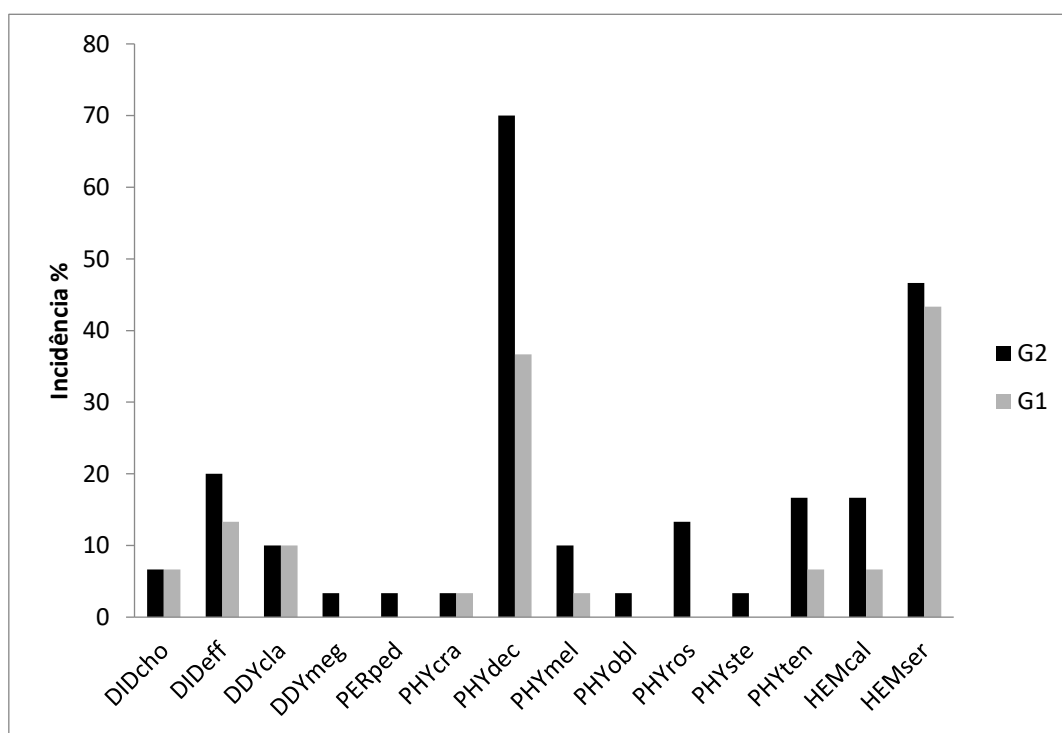


Fig 2. Percentual de incidência das espécies de mixomicetos sobre coqueiros (*Cocos nucifera* L.) com níveis diferentes de comprometimento foliar (Bonito, Pernambuco, Brasil). G1= estágio inicial de doença foliar; G2= estágio avançado de doença foliar. Acrônimos: DIDcho= *Diderma chondrioderma*; DIDeff= *Diderma effusum*; DDYcla= *Didymium clavus*; DDYmeg= *Didymium megalosporum*; PERped= *Perichaena pedata*; PHYcra= *Physarum crateriforme*; PHYdec= *Physarum decipiens*; PHYmel: *Physarum melleum*; PHYobl= *Physarum oblatum*; PHYros= *Physarum roseum*; PHYste= *Physarum stellatum*; PHYten= *Physarum tenerum*; HEMcal= *Hemitrichia calyculata*; HEMser= *Hemitrichia serpula*.

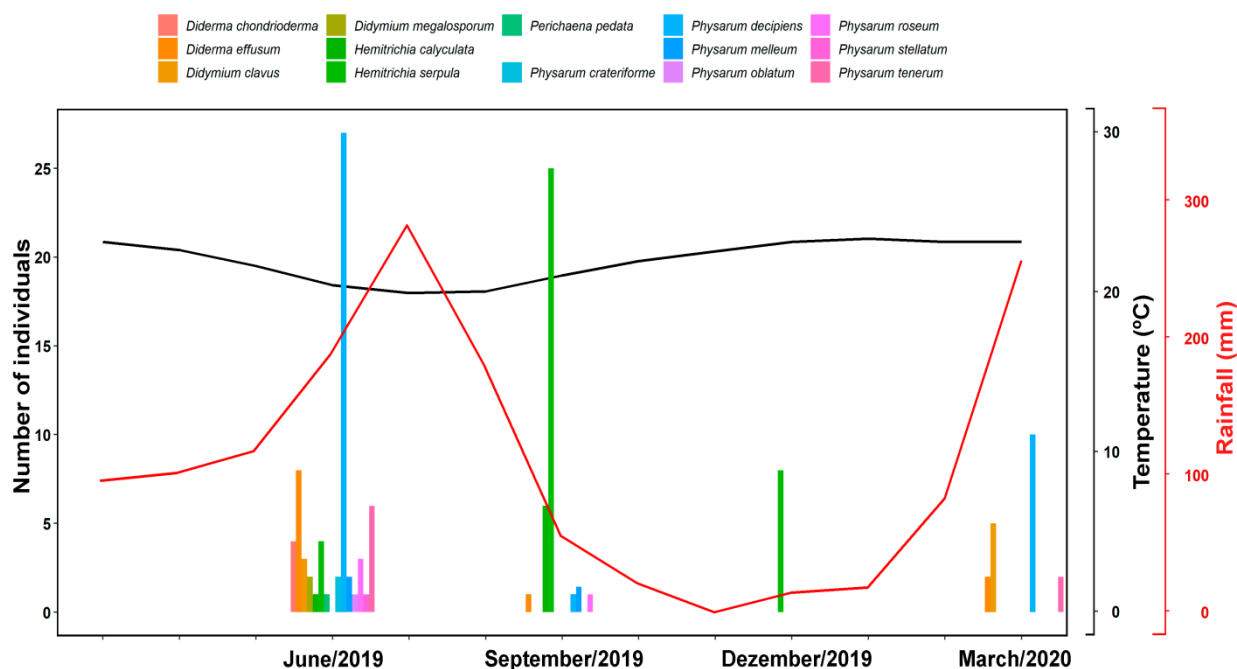


Fig 3. Variação da temperatura média do ar e da pluviosidade, mensal no município de Bonito (Pernambuco, Brasil). e número de espécimes de mixomicetos esporulados em *Cocos nucifera* L. obtido em cada mês de coleta.

Substrato de esporulação e microhabitats

Foram encontrados espécimes na estopa, bainha da folha, bráctea da inflorescência (correspondente ao folheto aéreo) e no estipe (equivalente à casca de árvore) do coqueiro, sendo as espécies classificadas como foliícolas e corticícolas. Considerando o total de coqueiros examinados, maior incidência de mixomicetos ocorreu no folheto aéreo, sendo a estopa o substrato preferencial (63%), seguido do estipe (31%), com baixa incidência na bráctea da inflorescência e bainha viva da folha (Fig. 4; Fig. 5). Em coqueiral da Estação Experimental de Itapirema, em Pernambuco, Sá e colaboradores (2019) registraram a ocorrência de mixomicetos sobre a na bainha foliar, estopa, bráctea da inflorescência e sobre flor morta, incluindo *H. serpula*, *H. calyculata*, *P. stellatum* e *P. tenerum*, todas elas registradas no presente estudo.

A estopa do coqueiro parece oferecer as melhores condições como substrato e micro-habitat, considerando os dados obtidos nos coqueirais de Goiana e Bonito,

porém raramente é mencionada por autores que citam a ocorrência de mixomicetos em *C. nucifera*, como Barnes (1963) e Sanderson (1922), que comenta a ocorrência bastante comum de *H. serpula* neste substrato, onde pode ser encontrada durante todo o ano. Dentre os poucos autores que relatam espécies de mixomicetos em estipe vivo de *C. nucifera*, Sanderson (1922) citou a presença de *D. chondrioderma*, na Malásia, Ing e Haynes (1999) referiram *P. crateriforme* em Belize e Kryvomaz e colaboradores (2020) citaram *H. serpula* e *P. stellatum*, nas ilhas Seychelles. Não foram encontrados relatos na literatura sobre a ocorrência de *D. effusum*, *D. clavus*, *D. megalosporum* e *P. decipiens* em estipe vivo de coqueiro.

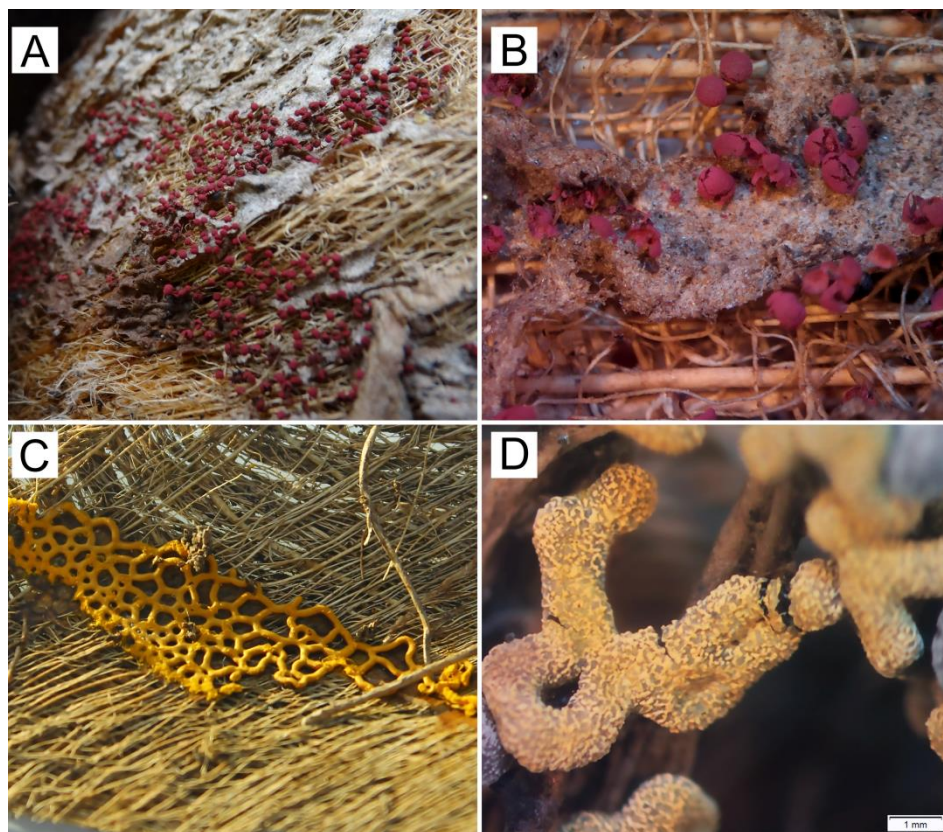


Fig. 4. Esporocarpos de mixomicetos em estopa de *Cocos nucifera* L. (Bonito, Pernambuco, Brasil). A e B, *Physarum roseum* Berk. & Broome em estopa; C, *Hemitrichis serpula* (Scop.) Rostaf. ex Lister em estopa; D, *Physarum decipiens* M.A. Curtis. em estopa (escala de 1mm). Fotos: Sá C.E.V.A.

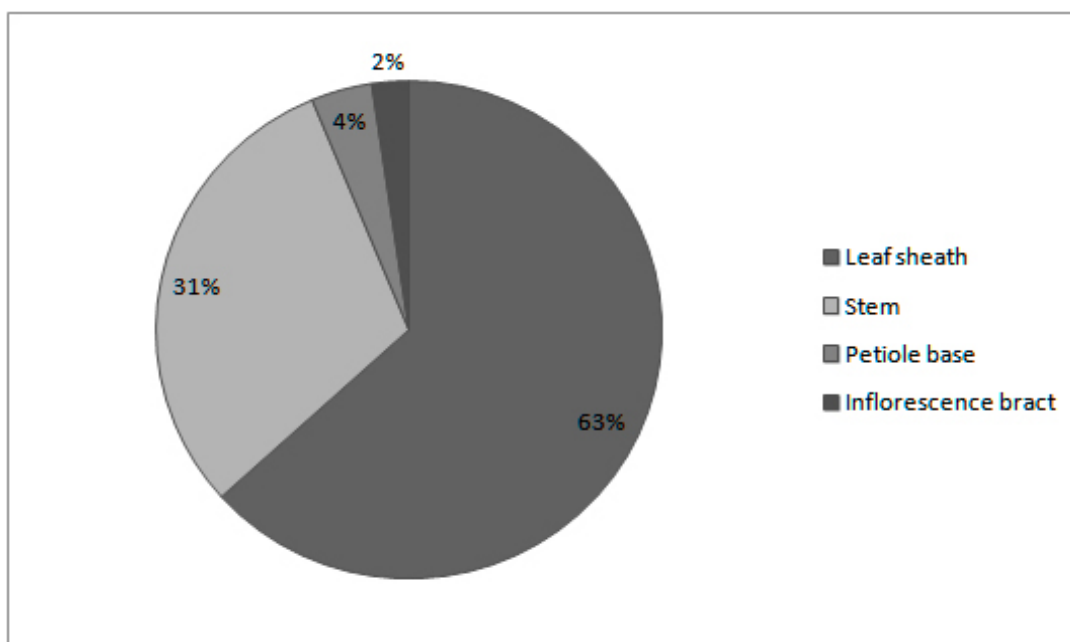


Fig 5. Incidência de mixomicetos em diferentes partes da planta viva de *Cocos nucifera* L. (Bonito, Pernambuco, Brasil).

Nível de comprometimento foliar e diversidade da mixobiota

Não foi constatada diferença significativa na composição da mixobiota entre coqueiros com baixo e alto comprometimento foliar ($R = -0,003$, $p\text{-value} > 0.45$) (Fig. 6). Os valores do coeficiente de comunidade (72,7%) e da porcentagem de similaridade (78,3%) também evidenciam a semelhança na composição da mixobiota dos dois grupos, porém a maior parte (66,4%) dos 128 espécimes e 100 % das espécies foi obtida em coqueiros com maior comprometimento foliar. Considerando os valores do estimador de riqueza Chao 1 e os percentuais de riqueza alcançados (100% e 64,28%), o valor de completude foi satisfatório, indicando que existe diferença significativa entre as mixobiotas quando se considera a riqueza de espécies (Fig. 7).

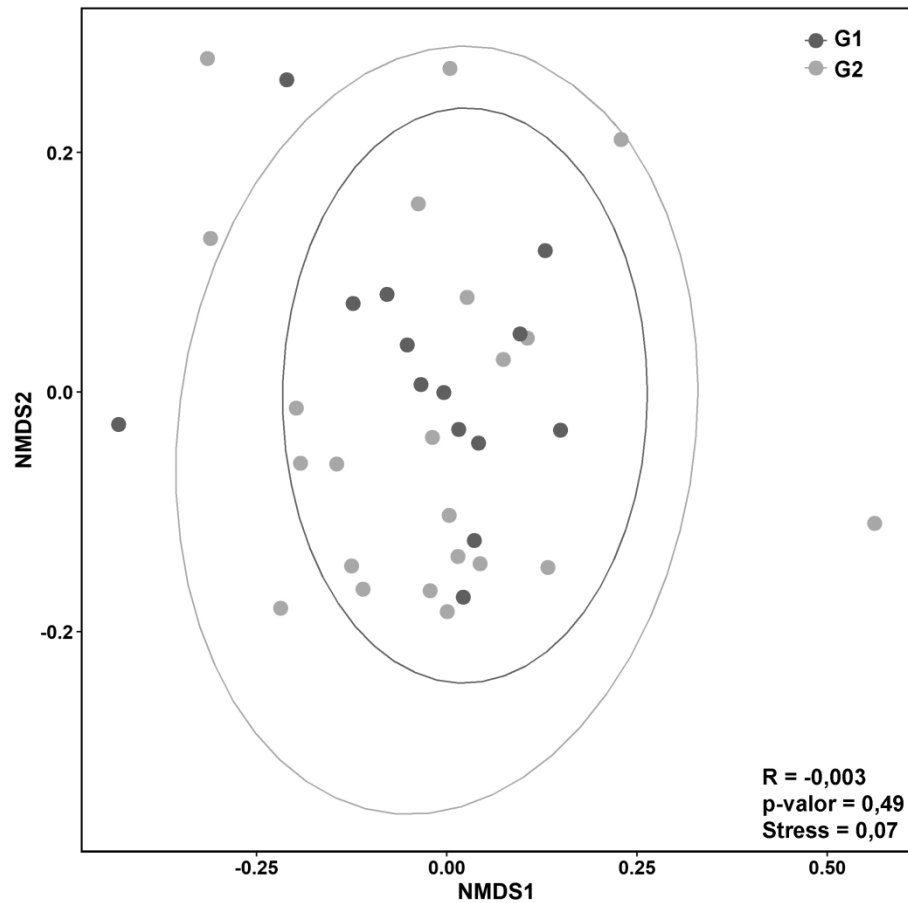


Fig. 6. Escala multidimensional não métrica (NMS) – Dissimilaridade de Bray-Curtis, de ocorrência de espécies de mixomicetos por indivíduos de *Cocos nucifera* L. pertencentes ao grupo de coqueiros com baixo comprometimento foliar e ao grupo com alto comprometimento foliar. As elipses apresentam a dispersão baseada no desvio padrão dos point scores. G1= estágio inicial de doença foliar; G2= estágio avançado de doença foliar.

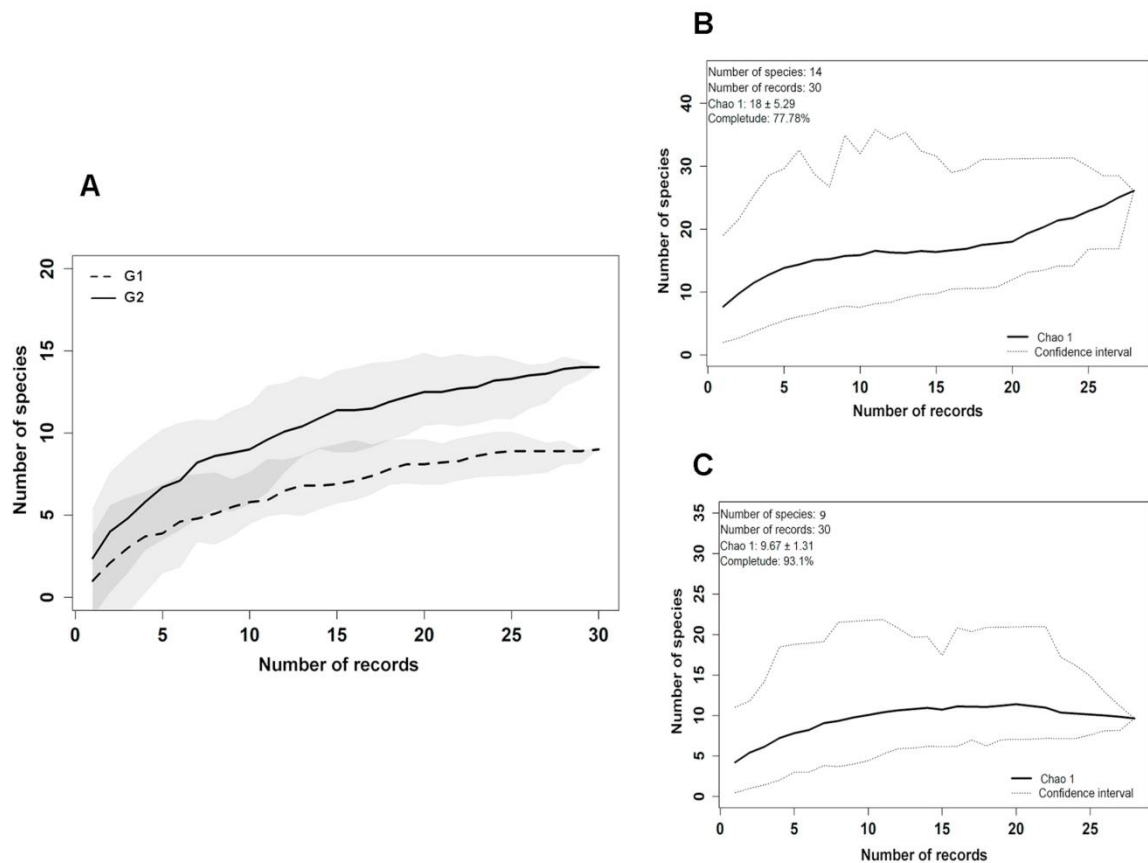


Fig. 7. A, curva de rarefação para os dois grupos de coqueiros com intervalo de confiança (sombreamento), e gráfico contendo a estimativa de Chao 1 para: B (G2) e C (G1). G1= estágio inicial de doença foliar; G2= estágio avançado de doença foliar.

Os índices de Shannon, Simpson e Fisher's Alpha (Fig. 8) apresentaram maiores valores para o grupo de coqueiros com elevado comprometimento foliar, quando comparado ao grupo de menor comprometimento foliar (Fig. 8). Quando levada em consideração a alta similaridade apresentada pelo NMDS, coeficiente de comunidade e porcentagem de similaridade, assim como os índices de diversidade calculados, é possível afirmar que apesar do alto compartilhamento, o grupo com elevado comprometimento foliar apresenta maior diversidade de espécies.

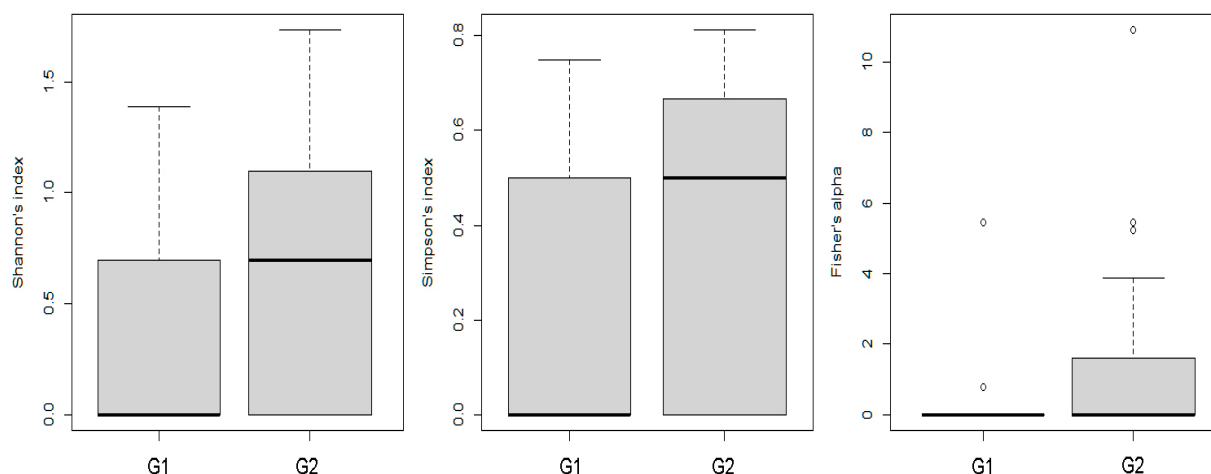


Fig 8. Boxplot comparativo dos Índices de Shannon, Simpson (1-D) e Fisher's Alpha entre os dois grupos de coqueiro estudados. G1= estágio inicial de doença foliar; G2= estágio avançado de doença foliar

Com a morte das folhas mais velhas, devido ao avanço de doenças foliares, como “queima-das-folhas” causada por *Lasiodiplodia theobromae* (Pat.) Griffon & Maulb., os cachos por elas sustentados se quebram, mas permanecem presos à planta, junto com a folha morta (GARCIA et al., 1999). O aumento considerável de bactérias e fungos decompositores da matéria orgânica acumulada (PINTO, 2016) provavelmente favorece maior riqueza e abundância de mixomicetos nos indivíduos com folhas mais afetadas pelos fungos.

A diversidade taxonômica encontrada no grupo de coqueiros com menor comprometimento foliar (S/G=2,25) foi um pouco maior que a observada no grupo de coqueiros com maior comprometimento foliar (S/G= 2,80). *Didymium megalosporum*, *P. oblatum*, *P. roseum*, *P. stellatum* e *Perichaena pedata* foram registradas exclusivamente em coqueiros com elevado comprometimento foliar.

Apesar das monoculturas oferecerem menor variação de recursos e disponibilidade de microhabitats que os ambientes naturais, como as florestas e savanas, os poucos estudos já realizados evidenciam para algumas delas uma apreciável diversidade taxonômica, como registrado para canavial (S/G= 1,5) em Pernambuco e bananal (S/G= 1,5) nas Filipinas (SANTOS & CAVALCANTI, 1991;

BUISAN et al., 2019). Deve-se levar em consideração, porém, que as condições locais podem interferir, como indica o valor encontrado por Sá e colaboradores (2019) para a mesma espécie e variedade de coqueiro, cultivada no litoral Norte de Pernambuco (S/G= 1,67) e o obtido no presente estudo para o coqueiral de Bonito (S/G= 2,8).

A maioria das espécies assinaladas no coqueiral de Bonito tem ampla distribuição mundial e algumas, como *H. serpula* e *H. calyculata*, são muito comuns em regiões tropicais e subtropicais, associadas com diversas espécies de palmeiras. Dentre elas, apenas *D. effusum* tem relatos de causar danos a plantas, como *Corchorus oltorius* L. (Malvaceae) e *Rumohra adiantiformis* (G. Forst.) Ching (Dryopteridaceae), de interesse industrial e ornamental (HORIE et al., 1994). Todavia, os esporocarpos podem servir de local para postura e desenvolvimento de ácaros e insetos prejudiciais às plantas ou de substrato para desenvolvimento de fungos filamentosos, como documentado para *H. serpula*, *D. megalosporum* e *D. effusum* (ING, 1974; BISCHOFF et al., 2003). Dentre os fungos filamentosos dos quais já se obtiveram registros de parasitismo em mixomicetos, estão presentes espécies dos gêneros *Aspergillus* e *Penicillium* (ING, 1974), que possuem diversas espécies fitopatógenas (COSTA & NAHAS, 2012), por infectarem plantas de interesse econômico, como *Senna alexandrina* Mill., *Peumus boldus* Molina (ROCHA et al., 2004), sementes de milho (SILVA et al., 2000) e frutos de laranjeiras (PIMENTA et al., 2008).

Conclusões

Mixomicetos são organismos comumente presentes em coqueirais e podem se desenvolver em diferentes partes da planta, vivas ou mortas, sendo a estopa o substrato preferencial.

Coqueiros com maior comprometimento foliar apresentaram condições mais favoráveis ao desenvolvimento e esporulação dos mixomicetos.

O nível de comprometimento foliar não seleciona as espécies de mixomicetos que podem se desenvolver no coqueiro, entretanto, influencia a incidência, abundância, riqueza, diversidade taxonômica e diversidade da mixobiota.

A incidência, abundância e diversidade de mixomicetos podem ser consideradas parâmetros indicativos do nível de sanidade foliar de coqueiros.

Agradecimentos

Agradecemos o apoio financeiro do órgão de fomento Cnpq, que, por meio da disponibilidade da bolsa de pesquisa pela chamada de cotas do programa de Pós-Graduação, possibilitou a realização deste trabalho.

REFERÊNCIAS

- ADAMONYTE, G.; STEPHENSON, S. L.; MICHAUD, A.; SERAOUI, E. H.; MEYER, M.; NOVOZHILOV, Y. K.; KRYVOMAZ, T.. Myxomycetes species diversity on the island of la Réunion (Indian Ocean). **Nova Hedwigia**, v.92, n.3-4, p. 523-549. 2011.
- AGRA, L. A. N. N.; SEIXAS, C. D. S.; DIANESE, J. C.. False Bean Smut Caused by Slime Mold. **Plant Disease**, v.102, n. 3, p. 507-510. 2018.
- ALVARES, C. A.; STAPE, J. L.; SENTELHAS, P. C.; GONÇALVES, J. L. M.; SPAROVEK, G.. Köppen's climate classification map for Brazil. **Meteorologische Zeitschrift**, v. 22, n. 6, p. 711-728. 2014.
- ALVES, M. H.; CAVALCANTI, L. H.. Myxomycetes em palmeiras (Arecaceae). **Acta Botanica Brasilica**, v. 17, n. 1, p. 1-7. 1996.
- ARAGÃO, W. M.; ISBERNER, I. V.; CRUZ, E. M. de O.,. Água-de-coco. **Embrapa Tabuleiros Costeiros**. Documentos, 24: 32. 2001.
- BARNES, R. F.. Myxomycetes from Trinidad. **Transactions of the British Mycological Society**, v. 46, n. 3, p. 453-458. 1963.
- BEZERRA, M. F. A.; BEZERRA, A. C. C.; NUNES, A. T.; LADO, C.; CAVALCANTI, L. H.. Myxobiota da Estação Ecológica Serra de Itabaiana (Sergipe-Brasil): Physarales. **Acta Botânica Brasilica**, v. 22, n. 4, p. 1044-1056. 2008.
- BISCHOFF, J. F.; SULLIVAN, R. F.; STRUWE, L.; HYWEL-JONES, N. L.; WHITE, J. F.. Ressurrection of *Blistum tomentosum* and its exclusion from Polycephalomycetes (Hyphomycetes, Deuteromycota) based on 28S rDNA sequence data. **Mycotaxon**, v. 86, p. 433-444. 2003.

BUISAN, P. N. H. N.; PASANDALAN, Z. M.; PANDULO, A. D.; BALABAGAN, N. A.; FARID, T. O.; ABUBAKAR, T. A.; PANTOG, A. M. M.; LABAS, D. A.; DAGAMAC, N. H. A. Record of cosmopolitan myxomycetes occurring on banana litter from Southern Mindanao, Philippines. **Philippines Journal of Systematic Biology**, v. 13, n. 2, p. 54-57. 2019.

CAMINO, M.; STEPHENSON, L. S.; KRIVOMAZ, T.; WRIGLEY DE BASANTA, D.. Biodiversity survey for myxomycetes in the mountains of central Cuba. **Revista Mexicana de Micologia**, v. 27, p. 40-50. 2008.

CARDOSO, J. E.; MAIA, C. B.; PESSOA, M. N. G.. Ocorrência de *Pestalotiopsis psidii* e *Lasiodiplodia theobromae* causando podridão no caule da goiabeira no Ceará. **Fitopatologia Brasileira**, v. 27, n. 3, p. 320. 2002.

CAVALCANTI, L. H. Mixomicetos novos para Peranmbuco. **Memórias do Instituto de Biociência**, v. 1, n. 1, p. 315-328. 1974.

CAVALCANTI, L. H.; MARINHO, M. G. V.. Myxomycetes da Paraíba I - Trichiales. **Reunião Nordestina de Botânica Anais**, v. 8, p. 185-191. 1985.

CAVALCANTI, L. H.; MOBIN, M.. Myxomycetes associated with palm trees at the Sete Cidades National Park, Piauí State, Brazil. **Systematics and Geography of Plants**, v. 74, p. 109-127. 2004.

CAVALCANTI, L. H.; PUTZKE, J.. Myxomycetes da Chapada do Araripe (Crato – CE, Brasil). **Acta Botânica Brasilica**, v. 12, n. 3, p. 253-261. 1998.

COLWELL, R. K. EstimateS, Version 9.1: Statistical estimation of species richness and shared species from samples. <http://viceroy.eeb.uconn.edu/estimates> accessed: 23.02.2021. 2013.

COSTA, A. A. A.; BEZERRA, A. C. C.; LIMA, V. X.; CAVALCANTI, L. H.. Diversity of myxomycetes in na environmentally protected area of Atlantic Forest in northeastern Brazil. **Acta Botânica Brasilica** v. 28, n. 3, p. 445-455. 2014.

COSTA, B. O.; NAHAS, E.. Growth and enzymatic responses of phytopathogenic fungi to glucose in culture media and soil. **Brazilian Journal of Microbiology**, v. 43, n. 1, p. 332-340. 2012.

DAGAMAC, N. H. A.; STEPHENSON, S. L., DELA-CRUZ, T. E. E.. Ocorrencia, distribution and diversity of myxomycetes (plasmodial slime moulds) along two transects in Mt. Arayat National Park, Pampanga, Philippines. **Mycology**, v. 3, n. 2, p. 119-126. 2012.

DELA CRUZ, T. E. E.; REA, M. A. D.; TRAN, H. T. M; KO KO, T. W.; STEPHENSON, S. L.. A comparative species listing of myxomycetes from tropical (Philippines) and temperate (United States) forests. **Mycosphere**, v. 5, n. 2, p. 299-311. 2014.

DOMINGUES, R. J.; TÖFOLI, J. G.; FERRARI, J. T., NOGUEIRA, E. M. C.. Primeiro registro de ocorrência de *Diachea leucopodia* (Bull.) Rostaf (1874) em cultivo de morangueiro no Brasil. **Agência Paulista de Tecnologia dos Agronegócios Instituto Biológico**, v. 15, p. 1-9. 2012.

DUDKA, I. O.; ROMANENKO, K. O.. Co existence and interaction between myxomycetes and other organisms in shared niches. **Acta Mycologica** v. 41, n. 1, p. 99-112. 2006.

ESTRADA-TORRES, A.; WRIGLEY DE BASANTA, D.; CONDE, E.; LADO, C.. Myxomycetes associated with dryland ecosystems of the Tehuacán-Cuicatlán Valley Biosphere Reserve, Mexico. **Fungal Diversity**, v. 36, p. 17-56. 2009.

FARR, M. L. 1976. **Myxomycetes**. New York: The New York Botanical Garden. (Flora Neotropica. Monografia, 16).

FARR, M. L.. Notes on Myxomycetes. IV. species collected in Brazil and Japan. **Nova Hedwigia**, v. 41, p. 167-175. 1985.

FARR, M. L.. The Myxomycetes of the IMUR herbarium with special reference to Brazilian species. **Universidade do Recife**, v. 184, p. 3-54. 1960.

FERRAZ, L. G. B.; ASSIS, T. C.; COELHO, I. L.; SANTIAGO, M. F.; SANTOS, A. M. G.. Nova doença ameaça coqueirais brasileiros. **Pesquisa Agropecuária Pernambucana**, v. 25, n. 1, p. 1-8. 2020.

FIORE-DONNO, A. M.; NOVOZHILOV, Y. K.; MEYER, M.; SCHNITTLER, M.. Genetic structures of two protest species (Myxogastria, Amoebozoa) suggests asexual reproduction in sexual Amoebae. **PLoS One**, v. 6, n. 8, p. 1-11. 2011.

FUKASAWA, Y.; HYODO, F.; KAWAKAMI, S.. Foraging association between myxomycetes and fungal communities on coarse woody debris. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 121, p. 95-102. 2018.

GARCIA, A.; RIBEIRO, G. D.; RODRIGUES, A. N. A.. Ocorrência das principais doenças do coqueiro (*Cocos nucifera* L.) em Rondônia e medidas de controle. **Embrapa-CPAF**, v. 47, p. 1-22. 1999.

GUYER, H. E.; ROJAS, P. A.; ROLLINS, A. W.; ROJAS, C.. Mycetozoan incidence in soils and their potencial for ecosystem quality assessment. **Current Research in Environmental & Applied Mycology**, v. 7, n. 4, p. 322-330. 2017.

HEMMER Ø.; HARPER D. A. T.; RYAN P. D.. PAST: Paleontological statistics software package for education and data analysis. **Paleontologia Electronica**, v. 4, n. 1, p. 1-9. 2001.

HOCHGESAND, E.; GOTTSBERGER, G.. Myxomycetes from state of São Paulo, Brazil. **Boletim do Instituto de Botânica**, v. 10, p. 1-47. 1996.

HORIE, H.; HAGIWARA, H.; YAMAMOTO, Y.; HIRANO, J.. Damage of Jew's Mallow, *Chorchorus oltorius*, and Leather Leaf Fern, *Rumohra adiantiformis*, Caused by Slime Molds. **Proceedings of the Kanto-Tosan Plant Protection Society**, v. 41, p. 127-128. 1994.

ING, B. Mouldy myxomycetes. **Bulletin of The British Mycological Society**, v. 8, n. 1, p. 25-30. 1974.

ING, B.; HAYNES, C. Corticolous myxomycetes from Belize. **Kew Bulletin**, v. 54, p. 723-730. 1999.

ING, B.; HNATIUK, R. J. Myxomycetes of Aldabra Atoll. **Atoll Research Bulletin**, v. 249, p. 1-10. 1981.

KIM, W. G.; CHOI, H. W.; HONG, S. K.; LEE, Y. K.; LEE, S. H.. Occurrence of *Fuligo gyrosa* causing slime mold of oriental melon. **Mycobiology**, v. 37, n. 3, p. 238-239. 2009.

KIM, W. G.; LEE, S. Y.; CHO, W. D. Two species of Myxomycetes causing slime mold of sweet potato. **Mycobiology**, v. 32, n. 2, p. 97-99. 2007.

KRYVOMAZ, T. The assessment of heavy metal accumulation by myxomycetes. **Motrol. Comission of Motorization and Energetics in Agriculture**, v. 17, n. 8, p. 157-164. 2015.

KRYVOMAZ, T.; MICHAUD, A.; STEPHENSON, S. L.. An annotated checklist of myxomycetes from the Seychelles Islands, Indian Ocean. **Karstenia**, v. 58, n. 2, p. 215-240. 2020.

KRYVOMAZ, T.; VOLOSHKINA, E.; MICHAUD, A.; ANDRUSISHINA, I.. The analysis of metals viotransformation by alpine nivicolous myxomycetes from substrates. **Eastern-European Journal of Enterprise Technologies**, v. 5, n. 10, p. 86. 2016.

KYLIN, H.; MITCHELL, D. W.; SEROUI, E. H.; BUYCK, B.. Myxomycetes from Papua New Guinea and New Caledonia. **Fungal Diversity**, v. 59, p. 33-44. 2013.

LADO, C. An on-line nomenclatural information system of Eumycetozoa. (www.nomen.eumycetozoa.com). 2005-2021.

LADO, C.; ESTRADA-TORRES, A.; STEPHENSON, S. L.; WROGLEY DE BASANTA, D.; SCHNITTLER, M.. Biodiversity assessment of myxomycetes from two tropical forest reserves in Mexico. **Fungal Diversity**, v. 12, p. 67-110. 2003.

LADO, C.; TEYSSIERE, M.. Myxomycetes from Equatorial Guinea. **Nova Hedwigia** v. 67, n. 3-4, p. 421-441. 1998

LADO, C.; WRIGLEY DE BASANTA, D.; ESTRADA-TORRES, A.; STEPHENSON, S. L. The biodiversity of myxomycetes in central Chile. **Fungal Diversity**, v. 59, n. 3, p. 32. 2013.

LEE, J. H.; HAN, K. S.; BAE, D. W.; KIM, K. D.; KIM, H. K.. Identification of *Diachea leucopodia* on Strawberry from Greenhouse in Korea. **Mycobiology**, v. 36, n. 3, p. 143-147. 2008.

LEONTYEV, D. V.; SCHNITTLER, M.; STEPHENSON, S. L.; NOVOZHILOV, Y. K.; SHCHEPIN, O. N.. Towards a phylogenetic classification of the Myxomycetes. **Phytotaxa**, v. 399, n. 3, p. 209-238. 2019.

MARTIN, G. W.; ALEXOPOULOS, C. J. **The Myxomycetes**. Iowa City, University of Iowa Press. 1969.

MARTINS, C. R.; JESUS JUNIOR, L. A. Evolução da produção de coco no Brasil e o comércio internacional: panorama 2010. **Embrapa Tabuleiros Costeiros**, Documentos, 164, p. 28. 2011.

MARTINS, C. R.; JESUS JUNIOR, L. A. Evolução da produção de coco no Brasil e o comércio internacional: panorama 2014. **Embrapa Tabuleiros Costeiros**, Documentos 184, p. 51. 2013.

MCHUGH, R.; STEPHENSON, S. L.; MITCHELL, D. W.; BRIMS, M. H.. New records of Australian Myxomycota. **New Zealand Journal of Botany**, v. 41, n. 3, p. 487-500. 2003.

MENDES, M. A. S.; FERREIRA, M. A. S. V.; DIANESE, J. C.; SANTOS, C. E. N.; URBEN, A. F.; CASTRO, C.. **Fungos em Plantas no Brasil**. Embrapa-SPI/Embrapa Cenargen, Brasília. 1998.

MENZEL, F.; MÜLLER, H. Über das Vorkommen von *Lycoriella ingenua* (Dufour, 1839) (Sciaroidea: Sciaridae) in Schleimpilzkulturen (Myxomycetes). **Studia Dipterologica**, v. 15, p. 43-48. 2008.

MOBIN, M.; CAVALCANTI, L. H.. Myxomycetes em Carnaubeira (*Copernicia prunifera* (Miller) H. E. Moore, Arecaceae). **Acta Botânica Brasilica**, v. 14, n. 1, p. 71-75. 2000.

MOBIN, M.; CAVALCANTI, L. H.. Myxomycetes sobre buriti (*Mauritia vinifera* L. f; Arecaceae). **Revista da Universidade do Amazonas Série Ciências Biológicas**, v. 2-3, n. 1-2, p. 43-51. 1998/1999.

MOBIN, M.; CAVALCANTI, L. H.. Trichiaceae (Myxomycetes) do Parque Nacional de Sete Cidades (Piripiri - Piauí - Brasil). **Hoehnea**, v. 28, n. 1, p. 39-51. 2001.

NOVOZHILOV, Y. K.; SCHNITTNER, M.; ROLLINS, A. W.; STEPHENSON, S. L.. Myxomycetes from different forest types in Puerto Rico. **Mycotaxon**, n. 77, p. 285-299. 2001.

PARENTE, M. P. M.; CAVALCANTI, L. H.. Myxomycetes on palm trees: species on *Attalea speciosa* Mart. ex Spreng. **Advances in Microbiology**, v. 3; n. 8, p. 19-23. 2013.

PEREIRA, L. V. Nova doença fúngica do guaranazeiro causada por um mixomiceto. **Fitopatologia Brasileira**, v. 9, p.161-163. 1984.

PIMENTA, R. S.; SILVA, F. L.; SILVA, J. F. M.; MORAIS, P. B.; BRAGA, D. T.; ROSA, C. A.; CORRÊA JR., A.. Biological control of *Penicillium italicum*, *P. digitatum* and *P. expansum* by predacious yeast *Saccharomycopsis schoenii* on oranges. **Brazilian Journal of Microbiology**, v. 39, n. 1, p. 85-90. 2008.

PINTO, V. S.. **Decomposição e liberação de nutrientes de resíduos vegetais em sistemas agroflorestais, no sul do estado do Espírito Santo**. Universidade Federal de Viçosa, Viçosa. 2016.

PÔRTO, K. C.; CAVALCANTI, L. H.; CORRÊIA, M. A. S.; 1985. Incidência de Myxomycetes em Palmae. In: Congresso nacional de Botânica, 33., 1982, Maceió. **Anais Maceió: Sociedade Botânica do Brasil**. p. 181-187. 1985.

POULAIN, M.; MEYER, M.; BOZONNET, J. **Les Myxomycètes**. Sevrier: Fédération Mycologique et Botanique Dauphiné-Savoie, v. 2. 2011.

RANADE, V. D.; KORADE, S. T.; JAGTAP, A. V.; RANADIVE, K. R. Checklist of Myxomycetes from India. **Mycosphere**, v. 3, n. 3, p. 358-390. 2012.

REDEÑA-SANTOS, J. C.; DUNCA, J. A. U.; THAO, D.V.; DAGAMAC, N.H.A.. Myxomycetes occurring on selected agricultural leaf litters. **Studies in Fungi**, v. 2, n. 1, p. 171-177. 2018.

RIBEIRO, N.; BRIOSO, P. S. T. Detecção de Myxomycetes em morangueiro no sul de Minas Gerais. **Summa Phytopathologica**, v. 45, n. 3, p. 340-341. 2019.

ROCHA, L. O.; SOARES, M. M. S. R.; CORRÊA, C. L.. Análise da contaminação fúngica em amostras de *Cassia acutifolia* Delile (sene) e *Peumus boldus* (Molina) Lyons (boldo-do-Chile) comercializadas na cidade de Campinas, Brasil. **Revista Brasileira de Ciências Farmacêuticas**, v. 40, n. 4, p. 521-527. 2004.

ROJAS, C.; STEPHENSON, S. L. Myxomycetes ecology along an elevation gradient on Cocos Island, Costa Rica. **Fungal Diversity**, v. 29, p. 117-127. 2008.

SÁ, C.E.V.A; FERRAZ, L. G. B.; CAVALCANTI, L. H. Mixomicetos associados a coqueiro (*Cocos nucifera* L.) na Estação experimental de Itapirema (Goiana, Pernambuco, Brasil). **Pesquisa Agropecuária Pernambucana**, v. 24, n. 2, p. 1-7. 2019.

SANDERSON, A. R. Notes on Malayan mycetozoa. **Transactions of British Mycological Society**, v. 7, p. 239-256. 1922.

SANTOS, E. J.; CAVALCANTI, L. H.. Myxomycetes do canavial: levantamento florístico em Carpina-PE. **Acta Botânica Brasílica**, v. 5, n. 1, p. 49-61. 1991.

SCHNITTLER, M.; STEPHENSON, S. L. Myxomycete biodiversity in four different forest types in Costa Rica. **Mycologia**, v. 94, n. 4, p. 626-637. 2000.

SEVCIK, J. **Czech and Slovak Diptera associated with fungi**. Slezské zemské muzeum Opava. 2010.

SIBAJA-MATARRITA, R.; BARBOZA-CHINCHILLA, L.; ROJAS, C. ¿Pueden los micetozoos ser usados como indicadores de salud del suelo en el contexto agrícola de Costa Rica? **Revista de Ciencias Ambientales: Tropical Journal of Environmental Sciences**, v. 52, n. 1, p. 161-174. 2018.

SILVA, A. V. **Mixobiota de coqueiros (Cocos nucifera L.) cultivados em Pernambuco e Paraíba**. Monografia (Trabalho de conclusão do curso de Ciências Biológicas Bacharelado). Universidade Federal de Pernambuco. 2016.

SILVA, C. F.; CAVALCANTI, L. H. Myxobiota of the Brazilian Atlantic Forest: Species on Oil Palm Tree (*Elaeis guineensis*, Arecaceae). **Rodriguésia**, v. 61, n. 4, p. 575-583. 2010.

SILVA, E. A. A.; VON PINHO, E. V. R.; VIEIRA, M. G. G. C.; CARVALHO, M. L. M.; MACHADO, J. C. Alterações dos padrões de isoenzimas em sementes de milho infectadas por fungos. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 35, n. 9, p. 1725-1732. 2000.

SILVA, G. F.; BEZERRA, J. L. Occurrence of *Fuligo septica* on lettuce and long coriander. **Fitopatologia Brasileira**, v. 30, n. 4, p. 439. 2005.

STEPHENSON, S. L. First records of myxomycetes from Ascension Island. **Sydowia**, v. 61, p. 645-657. 2009.

STEPHENSON, S. L. Myxomycetes associated with decaying fronds of nikau palm (*Rhopalostylis sapida*) in New Zealand. **New Zealand Journal of Botany**, v. 42, n. 2, p. 311-317. 2003.

STEPHENSON, S. L.; ROJAS, C. Myxomycetes: biology, systematics, biogeography, and ecology. **London: Academic Press**, v. 1, p. 476. 2017.

TAYLOR, K. M.; FEEST, A.; STEPHENSON, S. L. The occurrence of myxomycetes in wood. **Fungal Ecology**, v. 17, p.179-182. 2015.

THIND, K. S. **The Myxomycetes of India**. India Council of Agricultural Research, New Delhi. 1977.

TORREND, C. Les Myxomycètes du Brésil, connus jusqu'ici. **Brotéria**, v. 13, n. 2, p. 72-88. 1915.

TRAN, H. T. M.; STEPHENSON, S. L.; HYDE, K. D., MONGKOLPORN, O.. Distribution and occurrence of myxomycetes in tropical forests of northern Thailand. **Fungal Diversity**, v. 22, p. 227-242. 2006.

WRIGLEY DE BASANTA, D.; LADO, C.; ESTRADA-TORRES, A.; STEPHENSON, S. L. Biodiversity studies of myxomycetes in Madagascar. **Fungal Diversity**, v. 59, p. 55-83. 2013.

3.2 ARTIGO 2 – PRIMEIRO REGISTRO DE PREDACÃO IN-VITRO DE *DIDERMA CHONDRIODERMA* (PHYSARALES, MYXOMYCETES) CONTRA *NEOPESTALOTIOPSIS FOEDANS*, PATÓGENO FOLIAR DE *COCOS NUCIFERA* L..

Resumo- O registro acerca do potencial antagônico direto para espécies de Myxomycetes é extremamente limitado, sendo ainda mais restrito o conhecimento

deste potencial para o bio-controle de fungos fitopatogênicos. Com o intuito de diminuir esta lacuna o plasmódio de *Diderma chondrioderma* (de Bary & Rostaf) G. Lister foi testado in vitro como antagonista de ascomiceto patógeno a plantas de interesse econômico. A espécie de fungo foi isolada de folhas sintomáticas de *Cocos nucifera* L., identificada como *Neopestalotiopsis foedans* (Sacc. & Ellis) Maharachch. (Amphisphaeriales, Ascomycota) com base em caracteres morfológicos e análise filogenética (ITS, β -tubulina e TEF) e testada a sua patogenicidade, a qual foi confirmada para o hospedeiro. A observação do comportamento do plasmódio em cultivo evidenciou atividade predatória contra *N. foedans* e testes posteriores constatarem a inviabilidade do micélio. Este estudo apresenta o primeiro registro de atividade antagônica para a espécie *D. chondrioderma* além do primeiro relato de bio-controle acerca da espécie *N. foedans*, patógena a *C. nucifera*.

Palavras-chaves: Arecaceae; bio-controle; coqueiro; gray blight; myxogastria.

¹ Nota a ser submetida como Sá, C.E.V.A.; Mello, J.F.; Machado, A.R. & Cavalcanti L.H. 2021. In-vitro first report of *Diderma chondrioderma* (Physarales, Myxomycetes) predation against the phytopathogen *Neopestalotiopsis foedans*. Mycologia.

Introdução

Nas fases ameboflagelada e plasmodial, os mixomicetos (Amoebozoa, Myxomycetes) produzem metabólitos bioativos que contribuem para que interajam com sucesso com os organismos que compartilham um mesmo microhabitat. Espécies de Physarales, por exemplo, como *Fuligo septica* (L.) F H Wigg. e *Physarella oblonga* (Berk. & Curt.) Morgan, produzem metabólitos com atividade comprovada contra o desenvolvimento de fungos leveduriformes e filamentosos, bactérias Gram positivas, Gram negativas e álcool-ácido resistentes (LOCQUIN & PREVOT, 1948; CHIAPPETA et al., 1999; RIBEIRO et al., 2002; HERRERA et al., 2011).

Os mixomicetos não são considerados fitopatógenos, mas existem relatos da atuação negativa de algumas espécies, como *Physarum cinereum* (Batsch) Pers.,

Diachea leucopodia (Bull.) Rostaf., *Diderma effusum* (Schwein.) Morgan, *Fuligo septica* (L.) F.H. Wigg. e *Stemonitis axifera* (Bull.) T. Macbr, sobre plantas alimentícias, como alface, batata doce, coentro de caboclo, melão, morango, soja, ou de interesse tecnológico e ornamental, como malva de judeu e samambaia-preta (AGRA et al., 2018; DOMINGUES et al., 2012; HORIE et al., 1994; KIM et al., 2007; SILVA & BEZERRA, 2005; CRESCENZI et al., 2015). A presença de mixomicetos em palmeiras de importância econômica, como *Cocos nucifera* L., *Elaeis guineenses* Jacq., *Mauritia vinifera* L., *Attalea speciosa* Mart. ex Spreng. e *Copernicia prunifera* (Mill.) H.E. Moore, é relatada na literatura, tanto para o Brasil como outros países, em diferentes continentes, sem referência a danos às plantas (ING & HAYNES, 1999; MOBIN & CAVALCANTI, 1998/1999, 2000, 2001; SILVA & CAVALCANTI, 2010; PARENTE & CAVALCANTI, 2013; SÁ et al., 2019; KRYVOMAZ et al., 2020).

Embora não sejam patógenos, os mixomicetos interagem com os demais organismos que ocupam partes da planta viva onde podem ser frequentemente encontrados, como por exemplo, a estopa e a bráctea da inflorescência de *C. nucifera* (SÁ et al., 2019). Bactérias, leveduras e fungos filamentosos também estão presentes nesses microhabitats e podem servir de alimento para os mixomicetos, reconhecidamente bacterívoros (BABA & SEVINDIK, 2018), assim como competir por recursos, acarretando a possibilidade da existência de antagonismo.

O cultivo de *C. nucifera*, tanto para produção de frutos como para outros fins, tem importância econômica expressiva no Nordeste do Brasil (MARTINS & JESUS JÚNIOR, 2011; SÁ et al., 2019) mas as plantações são prejudicadas por diversas doenças e pragas, diminuindo a produtividade das diferentes variedades. Dentre os fungos patógenos a *C. nucifera* incluem-se *Camarotella torrendiella* (Bat.) J.L. Bezerra & Vitória e *C. acrocomiae* (Mont.) K.D. Hyde & P.F. Cannon, agentes causais da lixa pequena e lixa grande, respectivamente, e outras espécies de ascomicetos, como *Lasiodiplodia theobromae* (Pat.) Griffon & Maubl., *Phytophthora* sp., *Colletotrichum gloeosporioides* (Penz.) Penz. & Sacc. e as do grupo *Pestalotiopsis-like* (WARWICK, 2001; VITÓRIA et al., 2008; CARVALHO et al., 2011; SOLARTE et al., 2018).

No presente estudo, após identificar e caracterizar *Neopestalotiopsis foedans* (Sacc. & Ellis) Maharachch., K.D. Hyde & Crous (Amphisphaeriaceae), isolada de folha de *Cocos nucifera* L., registrou-se pela primeira vez *in vitro* atividade predatória

ao micélio pelo plasmódio de *Diderma chondrioderma* (Didymiaceae), indicando seu potencial como bio controlador de um fitopatógeno.

Materiais e Métodos

Obtenção do plasmódio e identificação do mixomiceto

Amostras de folheto de solo colhidas na Reserva Biológica de Pedra Talhada (Quebrangulo, Alagoas) foram utilizadas para montagem de câmaras-úmidas, seguindo a metodologia descrita por Bezerra e colaboradores (2011). Os cultivos foram mantidos em condições de luz e temperatura ambiente (25°- 28°C) e observados semanalmente até o desenvolvimento do faneroplasmódio branco-leitoso, que foi transferido com parte do substrato para placa de Petri forrada com papel filtro umedecido com água destilada e mantido em condições de baixa luminosidade e temperatura ambiente. Após 48 h, porções do papel filtro contendo plasmódio foram transferidas para placas de Petri contendo ágar água 1,5% e os cultivos foram mantidos nas mesmas condições de luminosidade e temperatura. Após quatro dias, porções do ágar contendo plasmódio foram inoculadas em 12 placas contendo ágar aveia e as culturas foram mantidas a 25 °C, na ausência completa de luz (PHATE & MISHRA, 2014). Durante 30 dias, uma vez por semana, os plasmódios foram repicados para placas contendo ágar aveia, as quais foram mantidas nas mesmas condições de luminosidade e temperatura até o material ser utilizado no teste de antagonismo.

Um dos cultivos foi mantido sob luz e temperatura ambiente até a esporulação do plasmódio, para identificação da espécie e depósito de exsicata no herbário UFP, da Universidade Federal de Pernambuco. O espécime foi identificado após análise dos caracteres morfológicos dos esporocarpos, perídio, capilício e esporos, de acordo com Poulain e colaboradores (2011) e seguindo a nomenclatura de Lado (2005-2021).

Isolamento, cultivo e identificação do fungo

Em coqueiral da Estação Experimental de Itapirema, pertencente ao Instituto Agrônomo de Pernambuco (Goiana Pernambuco), 150 amostras de folíolos com manchas foliares foram obtidas de 30 indivíduos de *Cocos nucifera* L., para isolamento do fungo. O isolamento indireto foi realizado utilizando cinco fragmentos

foliares de 2 mm², cada um constituído por 50% de folíolo sadio e 50% da área lesionada (ALFENAS & MAFIA, 2016). Após assepsia em álcool 70% (1 minuto) e hipoclorito de sódio 1% (1 minuto), os fragmentos foram lavados e distribuídos em placas de Petri esterilizadas contendo meio de cultura batata dextrose e ágar (BDA). Os caracteres morfológicos foram analisados em microscópio óptico para a descrição das características do isolado, seguido da utilização da análise das sequências de DNA. Para a análise molecular, o cultivo puro obtido através da ponta de hifa (NARAYANASAMY, 2001) foi repicado em BDA e mantido a 25°C por sete dias. Após esse período, o micélio foi extraído com o auxílio de um palito autoclavado e colocado em microtubo de 2 ml contendo quatro esferas de vidro de 3 mm de diâmetro. A extração do DNA genômico foi realizada utilizando o Wizard genomic Purification Kit (Promega). As amostras com o DNA extraído foram armazenadas -18°C. Para a identificação dos isolados as regiões: partial translation elongation factor 1-alpha (TEF), ribosomal internal transcribed spacer (ITS) e β -tubulin, foram amplificadas utilizando respectivamente os primers EF-1-728F (forward) e EF-2 (reverse) (O'DONNELL et al., 1998, JIANG et al., 2018); ITS4 (forward) e ITS5 (reverse) (JIANG et al., 2018); T1 (forward) e BT2b (reverse) (JIANG et al., 2018). Os produtos de PCR foram purificados utilizando a enzima Exo + SAP (Cellco Biotec) e sequenciados na plataforma de sequenciamento do Centro de Biociências da Universidade Federal de Pernambuco (Recife, Brasil). Os cromatogramas foram analisados e as sequências de nucleotídeos editadas utilizando o programa MEGA-X (KUMAR et al., 2018). As sequências obtidas foram comparadas com o banco de dados do GenBank (<http://www.ncbi.nlm.nih.gov>) por meio da ferramenta Blastn e utilizadas nas análises filogenéticas.

A sequência da espécie selecionada e utilizada no teste foi alinhada com base nas sequências “tipo” do gênero *Neopestalotiopsis* (Tabela 1.) disponíveis no GenBank, utilizando a ferramenta Muscle do programa MEGA-X (KUMAR et al., 2018; NORPHANPHOUN et al., 2019). As sequências de diferentes regiões foram concatenadas utilizando o Mesquite v.3.61 (MADDISON & MADDISON, 2019). A inferência Bayesiana (BI) foi performada com sequências concatenadas utilizando o MrBayes v. 3.2.7 (RONQUIST & HUELSENBECK, 2003) no XSEDE no CIPRES science gateway portal (MILLER et al., 2012). Os modelos de substituição

nucleotídica foram selecionados utilizando o Mr. MODELTEST 2.3 (POSADA & BUCKLEY, 2004).

Tabela 1. Número de acesso do GenBank das sequências “tipo” utilizadas nas análises filogenéticas para isolados de *Neopestalotiopsis*. Os acessos gerados foram marcados em negrito. ^T= Sequências tipos.

Species	Strain Number	Host	Country	ITS	BT	TEF
<i>N. cubana</i>	CBS 600.96 ^T	Leaf litter	Cuba	KM1993 47	KM1994 38	KM1995 21
<i>N. eucalypticola</i>	CBS 264.37 ^T	<i>Eucalyptus globulus</i>	-	KM1993 76	KM1994 31	KM1995 51
<i>N. foedans</i>	CGMCC 3.9123 ^T	Mangrove	China	JX39898 7	JX3990 22	JX3990 53
<i>N. foedans</i>	F3	<i>Cocos nucifera</i>	Brasil	MZ3563 40	MZ3588 66	MZ3588 65
<i>N. formicarum</i>	CBS 362.72 ^T	Dead ant	Ghana	KM1993 58	KM1994 55	KM1995 17
<i>N. formicarum</i>	CBS 115.83 ^T	Plant debris	Cuba	KM1993 44	KM1994 44	KM1995 19
<i>N. honoluluana</i>	CBS 114495 ^T	<i>Telopea</i> sp.	USA	KM1993 64	KM1994 57	KM1995 48
<i>N. iraniensis</i>	CBS 137768 ^T	Fragaria x ananassa	Iran	KM0740 48	KM0740 57	KM0740 51
<i>N. javaensis</i>	CBS 257.31 ^T	<i>Cocos nucifera</i>	Indonesia	KM1993 57	KM1994 37	KM1995 43
<i>N. magna</i>	MFLUCC 12-0652 ^T	<i>Pteridium</i> sp.	France	KF58279 5	KF5827 93	KF5827 91
<i>N. musae</i>	MFLUCC	<i>Musa</i> sp.	Thailand	NR_156	KX7896	KX7896

	15-0776 ^T			311	86	85
<i>N. natalensis</i>	CBS 138.41 ^T	<i>Acacia mollissima</i>	South Africa	NR_156 288	KM1994 66	KM1995 52
<i>N. piceana</i>	CBS 394.48 ^T	<i>Picea</i> sp.	United Kingdom	KM1993 68	KM1994 53	KM1995 27
<i>N. piceana</i>	CBS 254.32 ^T	<i>Cocos nucifera</i>	Indonesia	KM1993 72	KM1994 52	KM1995 29
<i>N. rosae</i>	CBS 101057 ^T	<i>Rosa</i> sp.	New Zealand	KM1993 59	KM1994 29	KM1995 23
<i>N. steyaertii</i>	IMI: 192475 ^T	<i>Eucalyptus viminalis</i>	Australia	KF58279 6	KF5827 94	KF5827 92
<i>N. vitis</i>	MFLUCC 15-1265 ^T	<i>Vitis vinífera</i>	China	KU14069 4	KU1406 85	KU1406 76
<i>N. zimbabwana</i>	CBS 111495 ^T	<i>Leucosper mum cuneiforme</i>	Zimbabw e	-	KM1994 56	KM1995 45
<i>Pestalotiopsi s diversiseta</i>	MFLUCC 12-0287 ^T	Dead plant	China	NR_120 187	JX3990 40	JX3990 73

Testes de antagonismo e patogenicidade

O isolado utilizado para a realização do teste de predação foi repicado em cultura pura (técnica de ponta de hifa) e posto em ponto oposto ao plasmódio, em uma mesma placa de Petri (9 cm diâm.) contendo meio ágar água. O teste foi replicado sete vezes, para confirmação de um possível antagonismo direto.

Para a realização do teste de antagonismo foram realizadas sete repetições *in vitro*. O fungo selecionado, isolado a partir de cultura pura, foi inoculado juntamente com o plasmódio teste em pontos divergentes de placas de petri estéreis (9 mm de diâmetro) contendo meio ágar-água 75%.

Os cultivos foram mantidos no escuro, em temperatura ambiente (25°-27°C) e observados diariamente ao microscópio óptico e estéreo-microscópio por duas semanas, para registro da atividade na placa. Após o registro da predação, o resíduo do micélio predado, presente no meio de cultura, foi inoculado em meio BDA com o intuito de verificar a viabilidade da colônia fúngica.

O teste de patogenicidade para o isolado foi realizado com mudas assintomáticas de *C. nucifera* var. Anã, seguindo o Postulado de Koch (SHAAD, 1979; ALFENAS & MAFIA, 2016). As superfícies das folhas foram esterilizadas com álcool 70%, levemente perfuradas por agulha esterilizada e inoculadas com discos de 0,5mm de BDA contendo cultura pura do fungo. As folhas foram cobertas por sacos plásticos para evitar contaminação externa e manter uma câmara úmida. A presença de sintomas (lesões foliares) foi observada após sete dias a partir da inoculação. Para confirmar que os sintomas foram causados pela espécie inoculada, o reisolamento foi feito.

Resultados

Descrição das espécies

O faneroplasmódio utilizado no teste de antagonismo esporulou após uma semana de cultivo, originando plasmodiocarpos branco-acinzentados, com 2 mm de diâmetro, perídio simples, impregnado por grânulos de cálcio, deiscência irregular; columela ausente, capilício castanho pálido, filamentos com 2,5-2,6 µm de diâmetro; esporada castanho-escuro, esporos castanhos sob luz transmitida, minutamente verrucosos, 9-10 (-11,5) µm de diâmetro. As características correspondem às de *Diderma chondrioderma* (de Bary & Rostaf.) Kuntze, (Physarales, Didymiaceae), diferindo apenas no tamanho dos esporos, e pela presença de placas angulosas de cálcio em algumas áreas do perídio. As condições de esporulação em cultivo ocasionam com certa frequência alterações em caracteres de valor taxonômico, como diâmetro de esporos, quantidade de cálcio nas diferentes microestruturas e até mesmo alteração no tipo de esporocarpo, como referido por Agra e colaboradores (2018) para *Physarum roseum*.

O fungo isolado do coqueiro foi identificado como *Neopestalotiopsis foedans* (Sacc. & Ellis) Maharachch. (Fig.1) a partir da concatenação das sequências do

isolado fúngico com as do material “Tipo” disponibilizado pelo banco de dados do GenBank (NORPHANPHOUN et al., 2019) e da apresentação das seguintes características morfológicas: conidioma do tipo acérvulo (diretamente na folha), castanho pálido; células conidiogênicas simples, curtas, filiformes e hialinas; conídios 20,8-22 x 6 µm, fusiformes, contendo 4 septos; célula basal cônica, hialina 3,6-4,2 µm, contendo apêndice basal hialino, 3-4µm. Três células medianas variando entre 13-13,5 µm, sendo a primeira, a partir da base, hialina, versicolor, a segunda castanho claro e a terceira castanho escuro; célula apical 4,2-4,3 µm, hialina; 2-3 apêndices apicais presentes, 7,8-8,9 µm. As colônias em BDA foram caracterizadas chegando até 8 mm de diâmetro em sete dias a 27 °C, coloração branca amarelada, micélio aéreo com formação de conidioma do tipo picnídio em cultivo de coloração preta, gregário.

O teste de patogenicidade confirmou que o isolado utilizado no presente estudo é patógeno a *C. nucifera*. Os folíolos inoculados apresentaram sintomas de mancha de pestalotia, representada por lesões contendo bordas irregulares de coloração parda até 1,5mm de diâmetro uma semana após a inoculação. Não foi encontrado na literatura relato de atividade biológica para *D. chondrioderma*, nem para outra espécie, dentre as 83 que pertencem ao gênero (LADO, 2005-2021).

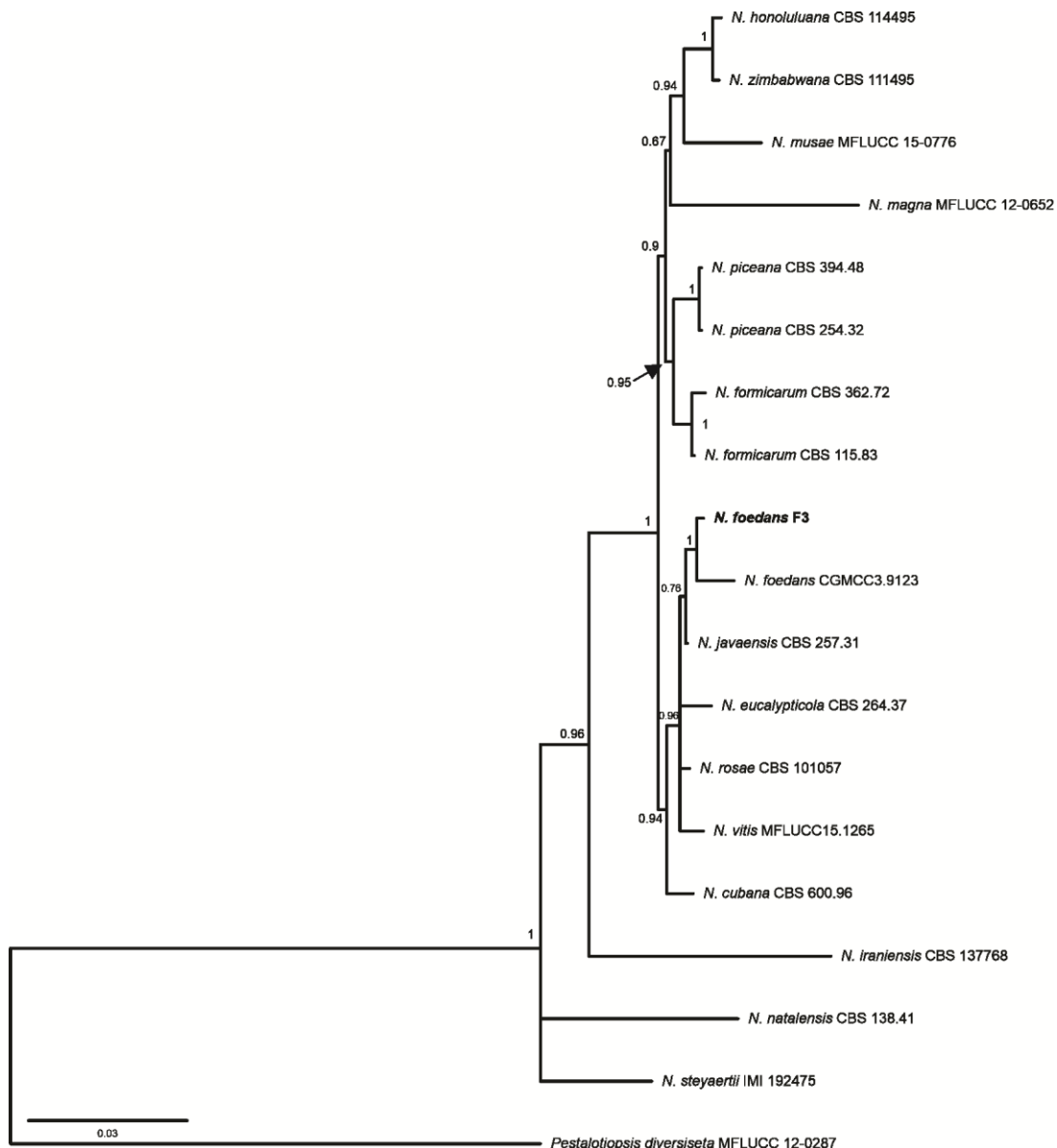


Fig. 1. Árvore filogenética do gênero *Neopestalotiopsis* obtida a partir do método de inferência bayesiana (IB) e concatenação das sequências ITS, β - tubulina e TEF do isolado em estudo (em negrito) e das sequências tipos publicadas. *Pestalotiopsis diversiseta* MFLUCC 12-0287 foi utilizado como outgroup.

Atividade predatória do plasmódio

Após a primeira semana de observação, registrou-se o crescimento considerável da colônia do fungo inoculado e as migração do plasmódio na direção do micélio, em todas as placas testes (Fig. 1A). No início da segunda semana foi evidenciada, em todas as culturas, atividade predatória exercida pelo plasmódio contra o fungo. Observou-se a sobreposição do micélio pelo plasmódio e excreção

de material fagocitado, na medida em que o mesmo avançava pela colônia (Fig.1B;C). Os conídios foram fagocitados, juntamente com o micélio e facilmente vistos no fluxo do conteúdo citoplasmático do plasmódio, impedindo a esporulação do fungo (Fig. 1D). Após a cobertura total dos micélios e conídios pelos plasmódios, as colônias se tornaram inviáveis e não apresentaram crescimento quando inoculadas em BDA, nos testes de viabilidade.

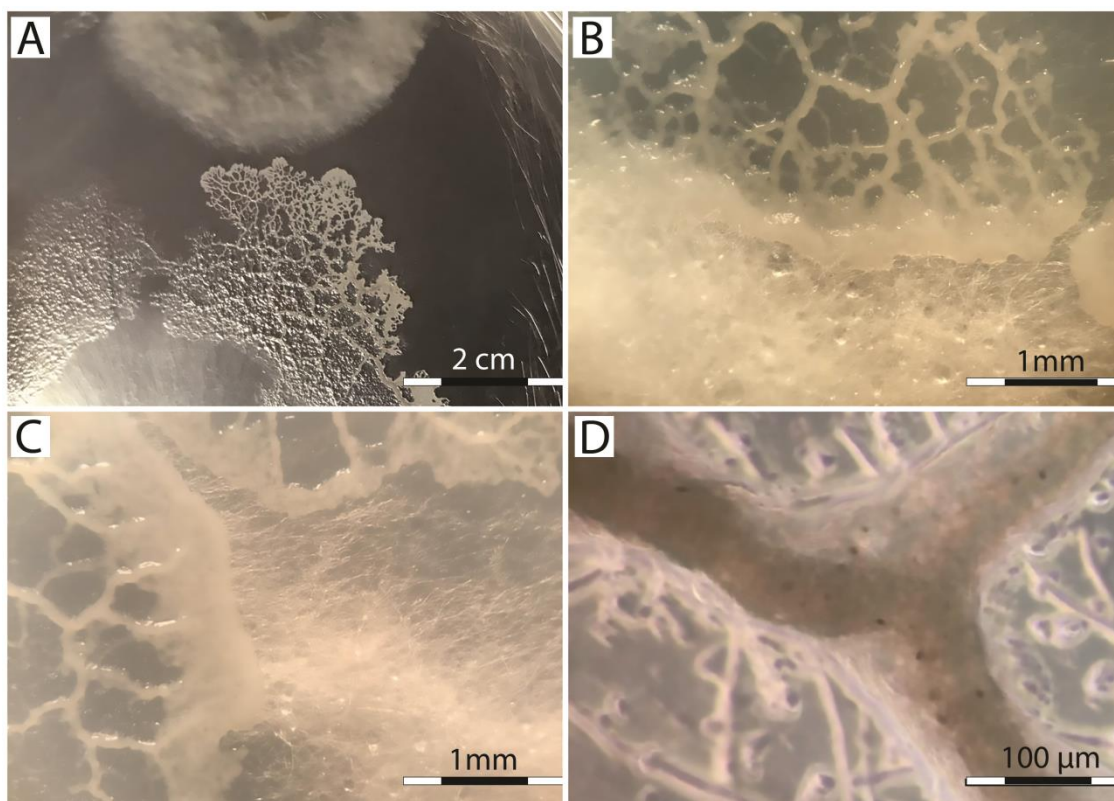


Fig. 2. Visualização in-vitro de antagonismo direto, através do mecanismo de predação, da espécie de mixomiceto *Diderma chondrioderma* a espécie *Neopestalotiopsis foedans*, patógena a *Cocos nucifera*. A: Migração do plasmódio (*D. chondrioderma*) na direção do isolado de *N. foedans* em ágar água. B e C- Predação do micélio de *N. foedans* pelo plasmódio de *D. chondrioderma*. D- Conídios predados de *N. foedans* presentes no material citoplasmático do plasmódio de *D. chondrioderma*.

Discussão

Os fungos do grupo *Pestalotiopsis*-like são difíceis de diferenciar com base apenas em caracteres morfológicos, que variam de acordo com o tipo de isolamento e condições ambientais (MAHARACHCHIKUMBURA et al., 2014), porém, com base

na forma e número de septos dos conídios e na coloração das células medianas, foi possível identificar o isolado como uma espécie de *Neopestalotiopsis*. O isolado identificado como *N. foedans* possui registro como patógeno a plantas de interesse econômico em países como China, Japão, Estados Unidos, Colômbia e Brasil, provocando danos às espécies *C. nucifera*, *Eucalyptus globulus* Labill., *Neodopsis decary* Jum., *Calliandra haematocephala* Hassk. e *Thuja occidentalis* L. (MAHARACHCHIKUMBURA et al., 2014; SILVA, 2016; BELISÁRIO et al., 2020).

A micofagia não é incomum entre os mixomicetos e já foi comentada por alguns autores, como Macbride (1900) e Howard e Currie (1932), que descrevem, respectivamente, a atividade do plasmódio dissolvendo e partindo hifas de espécies de basidiomicetos, como *Agaricus sapidus* Schulzer e *Stereum hirsutum* (Wild.) Pers. O micélio fúngico é composto por proteínas, carboidratos, lipídeos, glucanos (os tipos variam de acordo com as espécies) e exopolissacarídeos (EPS), incluindo a quitina presente na parede celular (SMITHIES, 1951; LEUNG et al., 2006; HANEEF et al., 2017). Segundo Miyairi e colaboradores (1994), *Badhamia utricularis* (Bull.) Berk. (Physaraceae) é responsável por produzir enzimas líticas como celulase, protease, xylanase, β -1,3-glucanase e principalmente quitinase, as quais, segundo os autores, apresentaram atividade lítica com maior eficiência no controle do micélio de *Pholiota nameko* (T.Itô) S.Ito & S.Imai (Basidiomycota- Strophariaceae) em relação às preparações de enzimas comercializadas. A partir dos exopolissacarídeos produzidos na superfície do plasmódio de *Physarum polycephalum* Schwein., Huynh e colaboradores (2017) realizaram testes de atividade antimicrobiana contra *Candida albicans* (C.-P.Robin) Berkhout *in vitro* e evidenciaram uma alta capacidade inibitória.

Substâncias com potencial fungicida, como stigmasterol e alguns ácidos graxos, já foram detectadas em extratos do plasmódio de *Physarella oblonga* (Berk. & M.A. Curtis) Morgan e *Physarum melleum* (Berk. & Broome) Massee, demonstraram atividade inibitória para o desenvolvimento de espécies de interesse fitopatogênico, *Fusarium oxysporum* Schltdl. e *Rhizoctonia solani* Kuehn (HERRERA et al., 2011).

Não foi encontrado na literatura relato de bio-controle para o fitopatógeno *N. foedans*, por mixomicetos ou por qualquer outro organismo.

REFERÊNCIAS

- AGRA, L. A. N. N.; SEIXAS, C. D. S.; DIANESE, J. C.. False Bean Smut Caused by Slime Mold. **Plant Disease**, v.102, n. 3, p. 507-510. 2018.
- ALFENAS, A. C.; MAFIA, R. G.. 2016. **Métodos em Fitopatologia**. Editora UFV. Viçosa.
- BABA, H.; SEVINDIK, M.. The roles of myxomycetes in ecosystems. **Journal of Bacteriology & Mycology: Open access**, v. 6, n. 3, p. 165-166. 2018.
- BELISÁRIO, R.; AUCIQUE-PÉREZ, C. E.; ABREU, L. M.; SALCEDO, S. S.; OLIVEIRA, W. M.; FURTADO, G. Q.. Infection by *Neopestalotiopsis* spp. occurs on unwounded eucalyptus leaves and is favored by long periods of leaf wetness. **Plant Pathology**. 2020.
- CARVALHO, R. R. C.; WARWICK, D. R. N.; SOUZA, P. E.; CARVALHO FILHO, J. L. S.. Longevidade de *Thielaviopsis paradoxa*, agente causal da resinose do coqueiro em *Rhynchophorus palmarum*. **Scientia plena**, v. 7, n. 4, p. 1-6. 2011.
- CHIAPPETA, A. A.; SENA, K. X. F. R.; NASCIMENTO, S. C.; ROCHA, C. S., CAVALCANTI, L. H.. Influence of pH on the extraction of the bioactive substances of *Fuligo septic* (Myxomycetes). **PHYTON International Journal of Experimental Botany**. v. 65, n. 1, p. 7-11. 1999.
- CRESCENZI, A.; RAN, G. L.; FANIGLIULO, A.; LAHOZ, E.; CARRIERI, R.. First Report of *Physarum cinereum* on Lettuce, Rocket, Endive, and Celery in Italy. **Plant Disease**. v. 99, n. 9, p.1272. 2015.
- DOMINGUES, R. J.; TÖFOLI, J. G.; FERRARI, J. T., NOGUEIRA, E. M. C.. Primeiro registro de ocorrência de *Diachea leucopodia* (Bull.) Rostaf (1874) em cultivo de morangueiro no Brasil. **Agência Paulista de Tecnologia dos Agronegócios Instituto Biológico**, v. 15, p. 1-9. 2012.

HANEEF, M.; CESERACCIU, L.; CANALE, C.; BAYER, I. S.; HEREDIA-GUERRERO, J. A.; ATHANASSIOU, A. Advanced materials from fungal mycelium: Fabrication and tuning of physical properties. **Scientific Reports**. 2017.

HERRERA, N. A.; ROJAS, C.; FRANCO-MOLANO, A. E., STEPHENSON, S. L.; ECHEVERRI, F.. *Physarella oblonga*-centered bioassays for testing the biological activity of myxomycetes. **Mycosphere**. v. 2, n. 6, p. 637-644. 2011

HORIE, H.; HAGIWARA, H.; YAMAMOTO, Y.; HIRANO, J.. Damage of Jew's Mallow, *Chorchorus oltorius*, and Leather Leaf Fern, *Rumohra adiantiformis*, Caused by Slime Molds. **Proceedings of the Kanto-Tosan Plant Protection Society**, v. 41, p. 127-128. 1994.

HOWARD, F. L.; CURRIE, M. E.. Parasitism of Myxomycete Plasmodia on the Soporophores of Hymenomycetes. **Journal of the Arnold Arboretum**. v. 13, n. 2, p. 270-284. 1932.

HUYNH, T. T. M; PHUNG, T. V.; STEPHENSON, S. L.; TRAN, H. T. M.. Biological activities and chemical compositions of slime tracks and crude exopolysaccharides isolated from plasmodia of *Physarum polycephalum* and *Physarella oblonga*. **BMC Biotechnology**, v. 17, n. 1, p. 76. 2017.

ING, B.; HAYNES, C. Corticolous myxomycetes from Belize. **Kew Bulletin**, v. 54, p. 723-730. 1999.

JIANG, N.; BONTJOND, G.; FAN, X. L.; TIAN, C. M. *Neopestalotiopsis rosicola* sp. nov. causing stem canker of *Rosa chinensis* in China. **Mycotaxon**, v. 133, p. 271-283. 2018.

KIM, W. G.; LEE, S. Y.; CHO, W. D. Two species of Myxomycetes causing slime mold of sweet potato. **Mycobiology**, v. 32, n. 2, p. 97-99. 2007.

KRYVOMAZ, T.; MICHAUD, A.; STEPHENSON, S. L.. An annotated checklist of myxomycetes from the Seychelles Islands, Indian Ocean. **Karstenia**, v. 58, n. 2, p. 215-240. 2020.

KUMAR, S.; STECHER, G.; LI, M.; KNYAZ, C.; TAMURA, K.. MEGA X: Molecular evolutionary genetics analysis across computing platforms. **Molecular Biology and Evolution**, v. 35, n. 6, p. 1647-1549. 2018.

LADO, C. An on-line nomenclatural information system of Eumycetozoa. (www.nomen.eumycetozoa.com). 2005-2021.

LEUNG, P. H.; ZHANG, Q. X.; WU, J. Y.. Mycelium cultivation, chemical composition and antitumour activity of a *Tolypocladium* sp. fungus isolated from wild *Cordyceps sinensis*. **Journal of Applied Microbiology**, v. 101, p. 275-283. 2006.

LOCQUIN, A.; PREVOT, A. R.. Étude de quelques antibiotiques produits par les Myxomycetes. **Annales de l'Institut Pasteur**, v. 75, p. 8-13. 1948.

MACBRIDE, T. H. The Slime Moulds. **Rhodora**, v. 2, p. 75-81. 1900.

MADDISON, W. P.; MADDISON, D. R.. Mesquite: a modular system for evolutionary analysis. Version 3.61. <http://www.mesquiteproject.org>. 2019.

MAHARACHCHIKUMBURA, S. S. N.; HYDE, K. D.; GROENEWALD, J. Z.; XU, J.; CROUS, P. W.. *Pestalotiopsis* revisited. **Studies in Mycology**, v. 79, p. 121–186. 2014.

MARTINS, C. R.; JESUS JUNIOR, L. A. Evolução da produção de coco no Brasil e o comércio internacional: panorama 2010. **Embrapa Tabuleiros Costeiros**, Documentos, 164, p. 28. 2011.

MILLER, M. A.; WAYNE, P.; TERRI, S.. The CIPRES science gateway: Enabling high-impact science for phylogenetics researchers with limited resources. **CIPRES**, v. 39, p. 1-9. 2012.

MIYAIRI, K.; KONNO, K.; HARADA, Y.; OKUNO, T.. Fungus fruit body lytic enzyme from a myxomycete, *Badhamia utricularis*. **Mycoscience**, v. 35, p. 169-174. 1994.

MOBIN, M.; CAVALCANTI, L. H.. Myxomycetes em Carnaubeira (Copernicia prunifera (Miller) H. E. Moore, Arecaceae). **Acta Botânica Brasilica**, v. 14, n. 1, p. 71-75. 2000.

MOBIN, M.; CAVALCANTI, L. H.. Myxomycetes sobre buriti (*Mauritia vinifera* L. f; Arecaceae). **Revista da Universidade do Amazonas Série Ciências Biológicas**, v. 2-3, n. 1-2, p. 43-51. 1998/1999.

MOBIN, M.; CAVALCANTI, L. H.. Trichiaceae (Myxomycetes) do Parque Nacional de Sete Cidades (Piripiri - Piauí - Brasil). **Hoehnea**, v. 28, n. 1, p. 39-51. 2001.

NARAYANASAMY, P. **Plant pathogen detection and disease diagnosis**. CRC Press. 2001.

NORPHANPHOUN, C.; JAYAWARDENA, R. S.; CHEN, Y.; WEN, T. C.; MEEPOL, W.; HYDE, K. D. Morphological and phylogenetic characterization of novel pestalotioid species associated with mangroves in Thailand. **Mycosphere**, v. 10, n. 1, p. 531-578. 2019.

O'DONNELL, K.; KISTLER, H. C.; CIGELNIL, E.; PLOETZ, R. C. Multiple evolutionary origins of the fungus causing Panama disease of banana: Concordant evidence from nuclear and mitochondrial gene genealogies. **Proceedings of the National Academy of Science**, v. 95, p. 2044-2049. 1998.

PARENTE, M. P. M.; CAVALCANTI, L. H.. Myxomycetes on palm trees: species on *Attalea speciosa* Mart. ex Spreng. **Advances in Microbiology**, v. 3; n. 8, p. 19-23. 2013.

PHATE, P., MISHRA, R. L. Culture of *Hemitrichia serpula* on wide range of agar medium. **International Journal of Current Microbiology and Applied Sciences**. v. 3, n. 2, p. 480-488. 2014.

POSADA, D.; BUCKLEY, T. R.. Model selection and model averaging in phylogenetics: Advantages of akaike information criterion and Bayesian approaches over likelihood ratio tests. **Systematics Biology**, v. 53, n. 5, p. 793-808. 2004.

POULAIN, M.; MEYER, M.; BOZONNET, J. **Les Myxomycètes**. Sevrier: Fédération Mycologique et Botanique Dauphiné-Savoie, v. 2. 2011.

RIBEIRO, S. M.; CAVALCANTI, L. H.; PEREIRA, E. C.; GUSMÃO, N. B.; SILVA, N. H. Detecção de atividade antibacteriana *in vitro* nos extratos brutos obtidos a partir do plasmódio de *Physarella oblonga* (Berk. & Curt.) Morgan (Myxomycetes). **Revista Brasileira de Farmacognosia**, v. 12, p. 100-102. 2002.

RONQUIST, F.; HUELSENBECK, J. P. MrBayes 3: Bayesian phylogenetics inference under mixed models. **Bioinformatics application note**, v. 19, n. 12, p.1572-1574. 2003.

SÁ, C.E.V.A; FERRAZ, L. G. B.; CAVALCANTI, L. H. Mixomicetos associados a coqueiro (*Cocos nucifera* L.) na Estação experimental de Itapirema (Goiana, Pernambuco, Brasil). **Pesquisa Agropecuária Pernambucana**, v. 24, n. 2, p. 1-7. 2019.

SHAAD, N. W. Organisms that cause plant disease: their detection, identification and proof of their role as pathogens. **Plant Disease Control**, v. 1, p. 31-62. 1979.

SILVA, A. V. **Mixobiota de coqueiros (*Cocos nucifera* L.) cultivados em Pernambuco e Paraíba**. Monografia (Trabalho de conclusão do curso de Ciências Biológicas Bacharelado). Universidade Federal de Pernambuco. 2016.

SILVA, C. F.; CAVALCANTI, L. H. Myxobiota of the Brazilian Atlantic Forest: Species on Oil Palm Tree (*Elaeis guineensis*, Arecaceae). **Rodriguésia**, v. 61, n. 4, p. 575-583. 2010.

SILVA, G. F.; BEZERRA, J. L. Occurrence of *Fuligo septica* on lettuce and long coriander. **Fitopatologia Brasileira**, v. 30, n. 4, p. 439. 2005.

SMITHIES, W. R. Chemical composition of a sample of mycelium of *Penicillium griseofulvum* Dierckx. **Biochemical Journal**, v. 51, n. 2, p. 259-264. 1951.

SOLARTE, F.; MUÑOZ, C. G.; MAHARACHCHIKUMBURA, S. S. N.; ÁLVAREZ, E.. Diversity of *Neopestalotiopsis* and *Pestalotiopsis* spp., causal agents of Guava Scab in Colombia. **Plant Disease**, v. 102, n. 1, p. 49-59. 2018.

VITÓRIA, N. S.; BEZERRA, J. L.; GRAMACHO, K. P.; LUZ, E. D. M. N. Camarotella torrendiella comb. nov. e C. acrocomiae: agentes etiológicos das lixas do coqueiro. **Tropical Plant Pathology**, v. 33, n. 4, p. 295-301. 2008.

WARWICK, D. R. N. Principais doenças do coqueiro (*Cocos nucifera* L.) no Brasil. **Embrapa Tabuleiros Costeiros**, Documento 22, p. 33. 2001.

4 CONSIDERAÇÕES FINAIS

Não são encontrados na literatura relatos sobre a influência de fitopatógenos sobre o desenvolvimento dos mixomicetos, seja diretamente sobre o plasmódio seja indiretamente, agindo no hospedeiro no qual os mixomicetos ocupam determinados microhabitats. No presente estudo, foi constatado que o nível de comprometimento foliar causado por fungos fitopatogênicos a indivíduos de *C. nucifera* favoreceu a incidência, abundância, riqueza, diversidade taxonômica e diversidade da mixobiota, que poderão, após mais alguns estudos, ser levados em consideração como uma ferramenta na quantificação de sanidade em coqueiros.

O plasmódio de *D. chondrioderma* apresentou potencial antagônico promissor no controle do fitopatógeno *N. foedans*. Apesar do potencial bio-controlador desta

espécie de mixomiceto, a dificuldade de cultivo do plasmódio restringe a possibilidade do uso comercial. Futuras pesquisas deverão ser realizadas a fim de permitir o cultivo para produção em larga escala do plasmódio, possibilitando sua aplicação em campo no bio-controle de fitopatógenos de interesse agrônômico.

REFERÊNCIAS

- ADAMONYTE, G.; STEPHENSON, S. L.; MICHAUD, A.; SERAOUI, E. H.; MEYER, M.; NOVOZHILOV, Y. K.; KRYVOMAZ, T.. Myxomycetes species diversity on the island of la Réunion (Indian Ocean). **Nova Hedwigia**, v.92, n.3-4, p. 523-549. 2011.
- AGRA, L. A. N. N.; SEIXAS, C. D. S.; DIANESE, J. C.. False Bean Smut Caused by Slime Mold. **Plant Disease**, v.102, n. 3, p. 507-510. 2018.
- AGUILAR, M.; FIORE-DONNO, A. M.; LADO, C.; CAVALIER-SMITH, T.. Using environmental niche models to test the ‘everything is everywhere’ hypothesis for *Badhamia*. **The ISME Journal**. v.8, p. 737-745. 2014
- AKINSANMI, O. A.; NISA, S.; JEFF-EGO, O. S.; SHIVAS, R. G.; DRENTH, A.. Dry flower disease of *Macadamia* in Australia caused by *Neopestalotiopsis macadamiae* sp. nov. and *Pestalotiopsis macadamiae* sp. nov. **Plant Disease**, v. 1, p. 45-53. 2017.
- ALEXOPOULOS, C. J. Gross Morphology of the plasmodium and its possible significance in the relationships among the myxomycetes. **Mycologia**, v. 52 (1): 1–20. 1960.
- ALFENAS, A. C.; MAFIA, R. G.. 2016. **Métodos em Fitopatologia**. Editora UFV. Viçosa.

ALVARES, C. A.; STAPE, J. L.; SENTELHAS, P. C.; GONÇALVES, J. L. M.; SPAROVEK, G.. Köppen's climate classification map for Brazil. **Meteorologische Zeitschrift**, v. 22, n. 6, p. 711-728. 2014.

ALVES, M. H.; CAVALCANTI, L. H.. Myxomycetes em palmeiras (Arecaceae). **Acta Botanica Brasilica**, v. 17, n. 1, p. 1-7. 1996.

ARAGÃO, W. M.; ISBERNER, I. V.; CRUZ, E. M. de O., Água-de-coco. **Embrapa Tabuleiros Costeiros**. Documentos, 24: 32. 2001.

ARAGÃO, W. M.; COSTA, A. S.; SANTOS, H. C. A. C.; PEDROSO, G. T.. Florescimento, produção e composição morfológica de frutos de cultivares de coqueiro. **Agrotropica**, v. 14, n. 3, p. 151-158. 2002.

AUER, C. G.; GHIZELINI, A. M.; PIMENTEL, I. C.. Decomposição fúngica de acículas em plantios de Pinus. **Pesquisa Florestal Brasileira**, v. 54, p. 127-138. 2007.

BABA, H.; SEVINDIK, M.. The roles of myxomycetes in ecosystems. **Journal of Bacteriology & Mycology: Open access**, v. 6, n. 3, p. 165-166. 2018.

BARNES, R. F.. Myxomycetes from Trinidad. **Transactions of the British Mycological Society**, v. 46, n. 3, p. 453-458. 1963.

BELISÁRIO, R.; AUCIQUE-PÉREZ, C. E.; ABREU, L. M.; SALCEDO, S. S.; OLIVEIRA, W. M.; FURTADO, G. Q.. Infection by *Neopestalotiopsis* spp. occurs on unwounded eucalyptus leaves and is favored by long periods of leaf wetness. **Plant Pathology**. 2020.

BETTIOL, W.; GHINI, R.. Impacto das Mudanças Climáticas sobre o Controle Biológico de Doenças de Plantas. **Embrapa: Biocontrole de Doenças de Plantas: Uso e Perspectivas**, v. 1, p. 29–48. 2009.

BEZERRA, A. C. C.; CAVALCANTI, L. H.. Mixobiota corticícola em *Terminalia catappa* L. (Combretaceae). **Sitientibus Série Ciências Biológicas**, v. 7, n. 2, p. 154-160. 2007.

BEZERRA, A. C. C.; CAVALCANTI, L. H.. O gênero *Paradiacheopsis* (Stemonitales, Myxomycetes) no Brasil. **Acta Botânica Brasilica**, v. 23, n. 1, p. 160-163. 2009.

BEZERRA, A. C. C.; COSTA, A. A. A.; CAVALCANTI, L. H.. Myxomycetes occurring on *Cecropia adenopus* (Cecropiaceae) in fragments of Atlantic Rainforest. **Acta Botânica Brasilica**, v. 25, n. 1, p. 11-16. 2011.

BEZERRA, M. F. A.; BEZERRA, A. C. C.; NUNES, A. T.; LADO, C.; CAVALCANTI, L. H.. Myxobiota da Estação Ecológica Serra de Itabaiana (Sergipe-Brasil): Physarales. **Acta Botânica Brasilica**, v. 22, n. 4, p. 1044-1056. 2008.

BISCHOFF, J. F.; SULLIVAN, R. F.; STRUWE, L.; HYWEL-JONES, N. L.; WHITE, J. F.. Ressurrection of *Blistum tomentosum* and its exclusion from Polycephalomyces (Hyphomycetes, Deuteromycota) based on 28S rDNA sequence data. **Mycotaxon**, v. 86, p. 433-444. 2003.

BUISAN, P. N. H. N.; ABU, D.; CATIPAY, J. P.; DANGO, C. J.; SUPREMO, J.; DAGAMAC, N. H.. Documenting the first records of myxomycetes on Rice litter of Cotabato, Southern Mindanao, Philippines. **Karstenia**, v.58, n.2, p.250-259. 2020.

BUISAN, P. N. H. N.; PASANDALAN, Z. M.; PANDULO, A. D.; BALABAGAN, N. A.; FARID, T. O.; ABUBAKAR, T. A.; PANTOG, A. M. M.; LABAS, D. A.; DAGAMAC, N. H. A..Record of cosmopolitan myxomycetes occurring on banana litter from Southern Mindanao, Philippines. **Philippines Journal of Systematic Biology**, v. 13, n. 2, p. 54-57. 2019.

CAMINO, M.; STEPHENSON, L. S.; KRIVOMAZ, T.; WRIGLEY DE BASANTA, D.. Biodiversity survey for myxomycetes in the mountains of central Cuba. **Revista Mexicana de Micologia**, v. 27, p. 40-50. 2008.

CARDOSO, G. D.; BARRETO, A. F.; ARAÚJO, E.; ALMEIDA, F. A.; CARVALHO, R. A. G.. Etiologia e Progresso da Mancha de Pestalotia do Coqueiro (*Cocos nucifera* L.) em São Gonçalo, Paraíba. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 25, n. 2, p. 335-336. 2003.

CARDOSO, J. E.; MAIA, C. B.; PESSOA, M. N. G.. Ocorrência de *Pestalotiopsis psidii* e *Lasiodiplodia theobromae* causando podridão no caule da goiabeira no Ceará. **Fitopatologia Brasileira**. v. 27, n. 3, p. 320. 2002.

CARLILE, M. J.. Nutrition and Chemotaxis in the Myxomycete *Physarum polycephalum*: the Effect of Carbohydrates on the Plasmodium. **Journal of General Microbiology**, v. 63, p. 221-226. 1970.

CARVALHO, R. R. C.; WARWICK, D. R. N.; SOUZA, P. E.; CARVALHO FILHO, J. L. S.. Longevidade de *Thielaviopsis paradoxa*, agente causal da resinose do coqueiro em *Rhynchophorus palmarum*. **Scientia plena**, v. 7, n. 4, p. 1-6. 2011.

CAVALCANTI, L. H. Mixomicetos novos para Peranmbuco. **Memórias do Instituto de Biociência**, v. 1, n. 1, p. 315-328. 1974.

CAVALCANTI, L. H.; FERREIRA, I. N.; BEZERRA, A. C. C.; COSTA, A. A. A.. Microhabitats occupied by Myxomycetes in The Brazilian Atlantic Forest: Heliconiaceae inflorescences. **Brazilian Journal of Biology**, v. 75, n. 4, p. 859-867. 2015.

CAVALCANTI, L. H.; MARINHO, M. G. V.. Myxomycetes da Paraíba I - Trichiales. **Reunião Nordestina de Botânica Anais**, v. 8, p. 185-191. 1985.

CAVALCANTI, L. H.; MOBIN, M.. Myxomycetes associated with palm trees at the Sete Cidades National Park, Piauí State, Brazil. **Systematics and Geography of Plants**, v. 74, p. 109-127. 2004.

CAVALCANTI, L. H.; PUTZKE, J.. Myxomycetes da Chapada do Araripe (Crato – CE, Brasil). **Acta Botânica Brasilica**, v. 12, n. 3, p. 253-261. 1998.

CHEN, Y.; ZENG, L.; SHU, N.; JIANG, M.; WANG, H.; HUANG, Y.; TONG, H.. *Pestalotiopsis*-Like Species Causing Gray Blight Disease on *Camellia sinensis* in China. **Plant Disease**. v. 102, n. 1, p. 98-106. 2018.

CHIAPPETA, A. A.; SENA, K. X. F. R.; CAVALCANTI, L. H.. Environmental Factors Affecting Sporulation of *Fuligo septic* (Myxomycetes) on Sugar Cane Bagasse. **Brazilian Archives of Biology and Technology**. v. 46, n. 1, p. 7-12. 2003.

CHIAPPETA, A. A.; SENA, K. X. F. R.; NASCIMENTO, S. C.; ROCHA, C. S., CAVALCANTI, L. H.. Influence of pH on the extraction of the bioactive substances of *Fuligo septic* (Myxomycetes). **PHYTON International Journal of Experimental Botany**. v. 65, n. 1, p. 7-11. 1999.

CLARK, J.; HASKINS, E. F.. Reproductive systems in the myxomycetes: a review. **Mycosphere**. v. 1, n. 4, p. 337-353. 2010.

COHEN, A. L.. Nutrition of the Myxomycetes. II. Relations Between Plasmodia, Bacteria, and Substrate in Two-Membered Culture. **The Botanical Gazette**, v. 103, n. 2, p. 205- 224. 1941.

COLWELL, R. K. EstimateS, Version 9.1: Statistical estimation of species richness and shared species from samples. <http://viceroy.eeb.uconn.edu/estimates> accessed: 23.02.2021. 2013.

COSTA, A. A. A.. Investigação da atividade biológica de metabólitos produzidos por myxomycetes da família Reticulariaceae. *Atenna Repositório Digital UFPE*. Tese de Doutorado – Rede Nordeste de Biotecnologia - RENORBIO. 2017

COSTA, A. A. A.; BEZERRA, A. C. C.; LIMA, V. X.; CAVALCANTI, L. H.. Diversity of myxomycetes in na environmentally protected area of Atlantic Forest in northeastern Brazil. **Acta Botânica Brasilica** v. 28, n. 3, p. 445-455. 2014.

COSTA, B. O.; NAHAS, E.. Growth and enzymatic responses of phytopathogenic fungi to glucose in culture media and soil. **Brazilian Journal of Microbiology**, v. 43, n. 1, p. 332-340. 2012.

CRESCENZI, A.; RAN, G. L.; FANIGLIULO, A.; LAHOZ, E.; CARRIERI, R.. First Report of *Physarum cinereum* on Lettuce, Rocket, Endive, and Celery in Italy. **Plant Disease**. v. 99, n. 9, p.1272. 2015.

DAGAMAC, N. H. A.; ROJAS, C.; NOVOZHILOV, Y. K.; MORENO, G. H.; SCHLUETER, R.; SCHNITTLER, M.. Speciation in progress? A phylogeographic study among populations of *Hemitrichia serpula* (Myxomycetes). **PLoS ONE**. v. 12, n. 4, p. 22. 2017.

DAGAMAC, N. H. A.; STEPHENSON, S. L., DELA-CRUZ, T. E. E.. Ocurrence, distribution and diversity of myxomycetes (plasmodial slime moulds) along two transects in Mt. Arayat National Park, Pampanga, Philippines. **Mycology**, v. 3, n. 2, p. 119-126. 2012.

DE HAAN, M.; LEMMENS, M.. Exploring Myxomycetes for possible applications as antagonists in biocontrol of plant pathogens. In: Scientific innovation far a sustainable development of African agriculture. **Ghent**. 2018.

DELA CRUZ, T. E. E.; REA, M. A. D.; TRAN, H. T. M; KO KO, T. W.; STEPHENSON, S. L.. A comparative species listing of myxomycetes from tropical

(Philippines) and temperate (United States) forests. **Mycosphere**, v. 5, n. 2, p. 299-311. 2014.

DOMINGUES, R. J.; TÖFOLI, J. G.; FERRARI, J. T., NOGUEIRA, E. M. C.. Primeiro registro de ocorrência de *Diahea leucopodia* (Bull.) Rostaf (1874) em cultivo de morangueiro no Brasil. **Agência Paulista de Tecnologia dos Agronegócios Instituto Biológico**, v. 15, p. 1-9. 2012.

DUDKA, I. O.; ROMANENKO, K. O.. Co existence and interaction between myxomycetes and other organisms in shared niches. **Acta Mycologica** v. 41, n. 1, p. 99-112. 2006.

ESTRADA-TORRES, A.; WRIGLEY DE BASANTA, D.; CONDE, E.; LADO, C.. Myxomycetes associated with dryland ecosystems of the Tehuacán-Cuicatlán Valley Biosphere Reserve, Mexico. **Fungal Diversity**, v. 36, p. 17-56. 2009.

EVANS-RUHL, G. E.; SCOTT, D. H.; PECKNOLD, P. C.. A compilation of Plant Disease and Disorders in Indiana. **Indiana Academy of Science**. v. 1, p. 107-124. 1980.

FARR, M. L.. The Myxomycetes of the IMUR herbarium with special reference to Brazilian species. **Universidade do Recife**, v. 184, p. 3-54. 1960.

FARR, M. L. 1976. **Myxomycetes**. New York: The New York Botanical Garden. (Flora Neotropica. Monografia, 16).

FARR, M. L.. Notes on Myxomycetes. IV. species collected in Brazil and Japan. **Nova Hedwigia**, v. 41, p. 167-175. 1985.

FERRAZ, L. G. B.; ARAGÃO, W. M.; SILVA, D. A.; NASCIMENTO, J. C. B.; SILVA FILHO, J. S.. *Coqueiro 'Anão-Verde' (Cocos nucifera L.)*. **Embrapa Tabuleiros Costeiros**, p. 99-100. 2009.

FERRAZ, L. G. B.; ASSIS, T. C.; COELHO, I. L.; SANTIAGO, M. F.; SANTOS, A. M. G.. Nova doença ameaça coqueirais brasileiros. **Pesquisa Agropecuária Pernambucana**, v. 25, n. 1, p. 1-8. 2020.

FIORE-DONNO, A. M.; BERNEY, C.; PAWLOWSKI, J.; BALDAUF, S. L.. Higher-Order Phylogeny of Plasmodial Slime Molds (Myxogastria) Based on Elongation Factor 1-A and Small Subunit rRNA Gene Sequences. **Journal of Eukaryotic Microbiology**, v. 52, n. 3, p. 201-210. 2005.

FIORE-DONNO, A. M.; NIKOLAEV, S. I.; NELSON, M.; PAWLOWSKI, J.; CAVALIER-SMITH, T.; BALDAUF, S. L.. Deep phylogeny and evolution of slime moulds (Mycetozoa). **Protist**, v. 161, n. 1, p. 55-70. 2010.

FIORE-DONNO, A. M.; NOVOZHILOV, Y. K.; MEYER, M.; SCHNITTLER, M.. Genetic structures of two protest species (Myxogastria, Amoebozoa) suggests asexual reproduction in sexual Amoebae. **PLoS One**, v. 6, n. 8, p. 1-11. 2011.

FUKASAWA, Y.; HYODO, F.; KAWAKAMI, S.. Foraging association between myxomycetes and fungal communities on coarse woody debris. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 121, p. 95-102. 2018.

GAJERA, H.; DOMADIYA, R.; PATEL, S.; KAPOPARA, M.; GOLAKIYA, B.. Molecular mechanism of *Trichoderma* as bio-control agents against phytopathogen system – a review. **Current Research in Microbiology and Biotechnology**, v. 1, n. 4, p. 133-142. 2013.

GARCIA, A.; RIBEIRO, G. D.; RODRIGUES, A. N. A.. Ocorrência das principais doenças do coqueiro (*Cocos nucifera* L.) em Rondônia e medidas de controle. **Embrapa-CPAF**, v. 47, p. 1-22. 1999.

GODOY, C. V.; AMORIM, L.; BEGAMIN FILHO, A.. Alterações na Fotossíntese e na Transpiração de Folhas de Milho Infectadas por *Phaeosphaeria maydis*. **Fitopatologia Brasileira**, v. 26, n. 2, p. 209-213. 2001.

GONZÁLEZ, A. J.; ESTEFANÍA, T.. Strains of *Neopestalotiopsis* sp. are in vitro antagonists of *Cryphonectria parasitica*. **Biological Control**, 104187. doi:10.1016/j.biocontrol.2020.104187. 2020.

GOTTSBERGER, G.; SCHMIDT, I.; MEIJER, A. R.. Myxomycetes from the state of Paraná-Brasil. **Arquivos de Biologia e Tecnologia**, v. 33, n. 4, p. 631-633. 1992.

GUYER, H. E.; ROJAS, P. A.; ROLLINS, A. W.; ROJAS, C.. Mycetozoan incidence in soils and their potencial for ecosystem quality assessment. **Current Research in Environmental & Applied Mycology**, v. 7, n. 4, p. 322-330. 2017.

HANDELSMAN, J.; STABB, E. V. Biocontrol of Soilborne Plant Pathogens. **The Plant Cell**, v.8, p. 1855-1869.' 1996.

HANEEF, M.; CESERACCIU, L.; CANALE, C.; BAYER, I. S.; HEREDIA-GUERRERO, J. A.; ATHANASSIOU, A. Advanced materials from fungal mycelium: Fabrication and tuning of physical properties. **Scientific Reports**. 2017.

HASHIMOTO, T.; AKASAWA, K.; TORI, M.; KAN, Y.; KUSUMI, T.; TAKAHASHI, H.; ASAKAWA, Y.. Three novel polyacetylene triglycerids, lycogarides A-C, from the myxomycetes *Lycogala epidendrum*. **Chemical and Pharmaceutical Bulletin**, v. 42, n. 7, p. 1531-1533. 1994.

HEMMER Ø.; HARPER D. A. T.; RYAN P. D.. PAST: Paleontological statistics software package for education and data analysis. **Paleontologia Electronica**, v. 4, n. 1, p. 1-9. 2001.

HERRERA, N. A.; ROJAS, C.; FRANCO-MOLANO, A. E., STEPHENSON, S. L.; ECHEVERRI, F.. *Physarella oblonga*-centered bioassays for testing the biological activity of myxomycetes. **Mycosphere**. v. 2, n. 6, p. 637-644. 2011.

HOCHGESAND, E.; GOTTSBERGER, G.. Myxomycetes from state of São Paulo, Brazil. **Boletim do Instituto de Botânica**, v. 10, p. 1-47. 1996.

HORIE, H.; HAGIWARA, H.; YAMAMOTO, Y.; HIRANO, J.. Damage of Jew's Mallow, *Chorchorus oltorius*, and Leather Leaf Fern, *Rumohra adiantiformis*, Caused by Slime Molds. **Proceedings of the Kanto-Tosan Plant Protection Society**, v. 41, p. 127-128. 1994.

HOWARD, F. L.; CURRIE, M. E.. Parasitism of Myxomycete Plasmodia on the Soporophores of Hymenomycetes. **Journal of the Arnold Arboretum**. v. 13, n. 2, p. 270-284. 1932.

HUYNH, T. T. M; PHUNG, T. V.; STEPHENSON, S. L.; TRAN, H. T. M.. Biological activities and chemical compositions of slime tracks and crude exopolysaccharides isolated from plasmodia of *Physarum polycephalum* and *Physarella oblonga*. **BMC Biotechnology**, v. 17, n. 1, p. 76. 2017.

ING, B. Mouldy myxomycetes. **Bulletin of The British Mycological Society**, v. 8, n. 1, p. 25-30. 1974.

ING, B.; HNATIUK, R. J. Myxomycetes of Aldabra Atoll. **Atoll Research Bulletin**, v. 249, p. 1-10.1981.

ING, B.; HAYNES, C. Corticolous myxomycetes from Belize. **Kew Bulletin**, v. 54, p. 723-730. 1999.

JIANG, N.; BONTJON, G.; FAN, X. L.; TIAN, C. M. *Neopestalotiopsis rosicola* sp. nov. causing stem canker of *Rosa chinensis* in China. **Mycotaxon**, v. 133, p. 271-283. 2018.

KALYANASUNDARAM, I. A positive ecological role for tropical myxomycetes in association with bacteria. **Systematics and Geography of Plants**, v. 74, n. 2, p. 239-242. 2004.

KAMATA, K.; KIYOTA, M.; NAOE, A.; NAKATANI, S.; YAMAMOTO, Y.; HAYASHI, M.; KOMIYAMA, K.; YAMORI, T.; ISHIBASHI, M.. New Bisindole Alkaloids Isolated from Myxomycetes *Arcyria cinerea* and *Licogala epidendrum*. **Chemical and Pharmaceutical Bulletin**, v. 53, n. 5, p. 594-597. 2005.

KIM, W. G.; CHOI, H. W.; HONG, S. K.; LEE, Y. K.; LEE, S. H.. Occurrence of *Fuligo gyrosa* causing slime mold of oriental melon. **Mycobiology**, v. 37, n. 3, p. 238-239. 2009.

KIM, W. G.; LEE, S. Y.; CHO, W. D. Two species of Myxomycetes causing slime mold of sweet potato. **Mycobiology**, v. 32, n. 2, p. 97-99. 2007.

KRUSCHEWSKY, M. C.; LUZ, E. D. M. N.; BEZERRA, J. L.. O Gênero *Pestalotiopsis* (Ascomycota, 'Coelomycetes') no Brasil. **Agrotrópica**, v. 26, n. 2, p. 89-98. 2014.

KRYVOMAZ, T. The assessment of heavy metal accumulation by myxomycetes. **Motrol. Comission of Motorization and Energetics in Agriculture**, v. 17, n. 8, p. 157-164. 2015.

KRYVOMAZ, T.; MICHAUD, A.; MINTER, D. W. Myxomycetes with the ability to accumulate heavy metals. *Fuligo septica*. **IMI Descriptions of Fungi and Bacteria**. v. 2215, p. 30-43. 2019.

KRYVOMAZ, T.; MICHAUD, A.; STEPHENSON, S. L.. An annotated checklist of myxomycetes from the Seychelles Islands, Indian Ocean. **Karstenia**, v. 58, n. 2, p. 215-240. 2020.

KRYVOMAZ, T.; VOLOSHKINA, E.; MICHAUD, A.; ANDRUSISHINA, I.. The analysis of metals viotransformation by alpine nivicolous myxomycetes from substrates. **Eastern-European Journal of Enterprise Technologies**, v. 5, n. 10, p. 86. 2016.

KUMAR, S.; STECHER, G.; LI, M.; KNYAZ, C.; TAMURA, K.. MEGA X: Molecular evolutionary genetics analysis across computing platforms. **Molecular Biology and Evolution**, v. 35, n. 6, p. 1647-1549. 2018.

KYLIN, H.; MITCHELL, D. W.; SEROUI, E. H.; BUYCK, B.. Myxomycetes from Papua New Guinea and New Caledonia. **Fungal Diversity**, v. 59, p. 33-44. 2013.

LAAKSONEN, M.; MURDOCH, K.; SIITONEN, J.; VÁRKONYI, G.. Habitat Associations of *Agathidium pulchellum*, an endangered old-growth forest beetle species living on slime moulds. **Journal Insect conserve**, v. 14, p. 89-98. 2010.

LADO, C.; ESTRADA-TORRES, A.; STEPHENSON, S. L.; WROGLEY DE BASANTA, D.; SCHNITTNER, M.. Biodiversity assessment of myxomycetes from two tropical forest reserves in Mexico. **Fungal Diversity**, v. 12, p. 67-110. 2003.

LADO, C.; TEYSSIERE, M.. Myxomycetes from Equatorial Guinea. **Nova Hedwigia** v. 67, n. 3-4, p. 421-441. 1998

LADO, C.; WRIGLEY DE BASANTA, D. A Review of Neotropical Myxomycetes (1828-2008). **Anales del Jardín Botánico de Madrid**, v.65, n.2, p. 211-254. 2008.

LADO, C.; WRIGLEY DE BASANTA, D.; ESTRADA-TORRES, A.; STEPHENSON, S. L. The biodiversity of myxomycetes in central Chile. **Fungal Diversity**, v. 59, n. 3, p. 32. 2013.

LADO, C. An on-line nomenclatural information system of Eumycetozoa. (www.nomen.eumycetozoa.com). 2005-2021.

LEE, J. H.; HAN, K. S.; BAE, D. W.; KIM, K. D.; KIM, H. K.. Identification of *Diachea leucopodia* on Strawberry from Greenhouse in Korea. **Mycobiology**, v. 36, n. 3, p. 143-147. 2008.

LEONTYEV, D. V.; SCHNITTLER, M.; STEPHENSON, S. L.; NOVOZHILOV, Y. K.; SHCHEPIN, O. N.. Towards a phylogenetic classification of the Myxomycetes. **Phytotaxa**, v. 399, n. 3, p. 209-238. 2019.

LEUNG, P. H.; ZHANG, Q. X.; WU, J. Y.. Mycelium cultivation, chemical composition and antitumour activity of a *Tolypocladium* sp. fungus isolated from wild *Cordyceps sinensis*. **Journal of Applied Microbiology**, v. 101, p. 275-283. 2006.

LOCQUIN, A.; PREVOT, A. R.. Étude de quelques antibiotiques produits par les Myxomycetes. **Annales de l'Institut Pasteur**, v. 75, p. 8-13. 1948.

LORENZI, H.; NOBLICK, L.R.; KAHN, F.; FERREIRA, E.. Flora brasileira- Arecaceae (palmeiras). **Nova Odessa: Plantarum**, v. 1, p. 384. 2010.

MACABAGO, S. A. B., DELA CRUZ, T. E. E.. Preservation and extracellular enzyme production of myxomycetes from Lubang Island, Occidental Mindoro, Philippines. **Philippine Science Letters**, v. 7, n. 2, p. 331-336. 2014.

MACBRIDE, T. H. The Slime Moulds. **Rhodora**, v. 2, p. 75-81. 1900.

MADDISON, W. P.; MADDISON, D. R.. Mesquite: a modular system for evolutionary analysis. Version 3.61. <http://www.mesquiteproject.org>. 2019.

MAHARACHCHIKUMBURA, S. S. N.; ZHANG, Y. M.; WANG, Y.; HYDE, K. D.. *Pestalotiopsis anacardiacearum* sp. nov. (Amphisphaeriaceae) has an intricate relationship with *Penicillaria jocosatrix*, the mango tip borer. **Phytotaxa**, v. 99, p. 49–57. 2013 b.

MAHARACHCHIKUMBURA, S. S. N.; GUO, L. D.; CHUKEATIROTE, E.; MCKENZIE, E. H. C.; HYDE, K. D.. A destructive new disease of *Syzygium samarangense* in Thailand caused by the new species *Pestalotiopsis samarangensis*. **Tropical Plant Pathology**, v.38, p. 227–235. 2013 a.

MAHARACHCHIKUMBURA, S. S. N.; GUO, L. D.; CHUKEATIROTE, E.; BAHKALI, A. H.; HYDE, K. D.. *Pestalotiopsis*– morphology, phylogeny, biochemistry and diversity. **Fungal Diversity**, v. 50. p. 167–187. 2011.

MAHARACHCHIKUMBURA, S. S. N.; HYDE, K. D.; GROENEWALD, J. Z.; XU, J.; CROUS, P. W.. *Pestalotiopsis* revisited. **Studies in Mycology**, v. 79, p. 121–186. 2014.

MALINICOVA, L.; HREHOVA, L.; CIGASOVA, J.; STEVULOVA, N.; SCHWARZOVA, I.; GAPER, J.; JAVORSKY, P.; PRISTAS P.. Molecular characterization of myxomycetes and fungi colonizing hemp hurds in water environment. **Asian Journal of Microbiology, Biotechnology & Environmental Sciences**, v. 20, p. 84-89. 2018.

MARTIN, G. W.; ALEXOPOULOS, C. J. **The Myxomycetes**. Iowa City, University of Iowa Press. 1969.

MARTINS, C. R.; JESUS JUNIOR, L. A. Evolução da produção de coco no Brasil e o comércio internacional: panorama 2010. **Embrapa Tabuleiros Costeiros**, Documentos, 164, p. 28. 2011.

MARTINS, C. R.; JESUS JUNIOR, L. A. Evolução da produção de coco no Brasil e o comércio internacional: panorama 2014. **Embrapa Tabuleiros Costeiros**, Documentos 184, p. 51. 2013.

MCHUGH, R.; STEPHENSON, S. L.; MITCHELL, D. W.; BRIMS, M. H.. New records of Australian Myxomycota. **New Zealand Journal of Botany**, v. 41, n. 3, p. 487-500. 2003.

MCKENZIE, E. H. C. Fungi of the Kermadec Islands. **Mycotaxon**, v. 45, p. 149-170. 1992.

MCMANUS, S. M. A. Some observations on plasmodia of the Trichiales. **Mycologia**, v. 54, n. 1, p. 78-90. 1962.

MENZEL, F.; MÜLLER, H. Über das Vorkommen von *Lycoriella ingenua* (Dufour, 1839) (Sciaroidea: Sciaridae) in Schleimpilzkulturen (Myxomycetes). **Studia Dipterologica**, v. 15, p. 43-48. 2008.

MENDES, M. A. S.; FERREIRA, M. A. S. V.; DIANESE, J. C.; SANTOS, C. E. N.; URBEN, A. F.; CASTRO, C.. **Fungos em Plantas no Brasil**. Embrapa-SPI/Embrapa Cenargen, Brasília. 1998.

MILLER, M. A.; WAYNE, P.; TERRI, S.. The CIPRES science gateway: Enabling high-impact science for phylogenetics researchers with limited resources. **CIPRES**, v. 39, p. 1-9. 2012.

MIYAIRI, K.; KONNO, K.; HARADA, Y.; OKUNO, T.. Fungus fruit body lytic enzyme from a myxomycete, *Badhamia utricularis*. **Mycoscience**, v. 35, p. 169-174. 1994.

MOBIN, M.; CAVALCANTI, L. H.. Myxomycetes sobre buriti (*Mauritia vinifera* L. f; Arecaceae). **Revista da Universidade do Amazonas Série Ciências Biológicas**, v. 2-3, n. 1-2, p. 43-51. 1998/1999.

MOBIN, M.; CAVALCANTI, L. H.. Myxomycetes em Carnaubeira (*Copernicia prunifera* (Miller) H. E. Moore, Arecaceae). **Acta Botânica Brasilica**, v. 14, n. 1, p. 71-75. 2000.

MOBIN, M.; CAVALCANTI, L. H.. Trichiaceae (Myxomycetes) do Parque Nacional de Sete Cidades (Piripiri - Piauí - Brasil). **Hoehnea**, v. 28, n. 1, p. 39-51. 2001.

NARAYANASAMY, P. **Plant pathogen detection and disease diagnosis**. CRC Press. 2001.

NIEVES-RIVERA, A. M. Are myxomycetes Phytoplanktons?. **Inoculum**, v. 51, n. 4, p. 2-4. 2000.

NORPHANPHOUN, C.; JAYAWARDENA, R. S.; CHEN, Y.; WEN, T. C.; MEEPOL, W.; HYDE, K. D. Morphological and phylogenetic characterization of novel pestalotioid species associated with mangroves in Thailand. **Mycosphere**, v. 10, n. 1, p. 531-578. 2019.

NOVOZHILOV, Y. K.; SCHNITTLER, M.; ROLLINS, A. W.; STEPHENSON, S. L.. Myxomycetes from different forest types in Puerto Rico. **Mycotaxon**, n. 77, p. 285-299. 2001.

NOVOZHILOV, Y. K.; ZEMLIANSKAIA, I. V.; SCHNITTLER, M.; STEPHENSON, S. L.. Myxomycete diversity and ecology in the arid regions of the Lower Volga River Basin (Russia). **Fungal Diversity**, v. 23, p. 193-241, 2006.

O'DONNELL, K.; KISTLER, H. C.; CIGELNIL, E.; PLOETZ, R. C. Multiple evolutionary origins of the fungus causing Panama disease of banana: Concordant evidence from nuclear and mitochondrial gene genealogies. **Proceedings of the National Academy of Science**, v. 95, p. 2044-2049. 1998.

PAL, K.K.; MCSPADDEN GARDENER, B. Biological control of plant pathogens. **The Plant Health Instructor**, DOI: 10.1094/PHI-A-2006-1117-02. 2006.

PARENTE, M. P. M.; CAVALCANTI, L. H.. Myxomycetes on palm trees: species on *Attalea speciosa* Mart. ex Spreng. **Advances in Microbiology**, v. 3; n. 8, p. 19-23. 2013.

PEREIRA, L. V. Nova doença fúngica do guaranazeiro causada por um mixomiceto. **Fitopatologia Brasileira**, v. 9, p.161-163. 1984.

PIMENTA, R. S.; SILVA, F. L.; SILVA, J. F. M.; MORAIS, P. B.; BRAGA, D. T.; ROSA, C. A.; CORRÊA JR., A.. Biological control of *Penicillium italicum*, *P. digitatum* and *P. expansum* by predacious yeast *Saccharomycopsis schoenii* on oranges. **Brazilian Journal of Microbiology**, v. 39, n. 1, p. 85-90. 2008.

PINTO, V. S.. **Decomposição e liberação de nutrientes de resíduos vegetais em sistemas agroflorestais, no sul do estado do Espírito Santo**. Universidade Federal de Viçosa, Viçosa. 2016.

PÔRTO, K. C.; CAVALCANTI, L. H.; CORRÊIA, M. A. S.; 1985. Incidência de Myxomycetes em Palmae. In: Congresso nacional de Botânica, 33., 1982, Maceió. **Anais Maceió: Sociedade Botânica do Brasil**. p. 181-187. 1985.

POSADA, D.; BUCKLEY, T. R.. Model selection and model averaging in phylogenetics: Advantages of akaike information criterion and Bayesian approaches over likelihood ratio tests. **Systematics Biology**, v. 53, n. 5, p. 793-808. 2004.

POULAIN, M.; MEYER, M.; BOZONNET, J. **Les Myxomycètes**. Sevrier: Fédération Mycologique et Botanique Dauphiné-Savoie, v. 2. 2011.

PHATE, P., MISHRA, R. L. Culture of *Hemitrichia serpula* on wide range of agar medium. **International Journal of Current Microbiology and Applied Sciences**. v. 3, n. 2, p. 480-488. 2014.

RANADE, V. D.; KORADE, S. T.; JAGTAP, A. V.; RANADIVE, K. R. Checklist of Myxomycetes from India. **Mycosphere**, v. 3, n. 3, p. 358-390. 2012.

RAKOCZY, L. Action spectrum in sporulation of slime-mold *Physarum nudum* Macbr. **Acta Societatis Botanicorum Poloniae**, v. 34, n. 1, p. 97-111. 1965.

REA-MAMINTA, M. A. D.; DAGAMAC, N. H. A.; HUYOP, F. Z.; WAHAB, R. A.; DELA CRUZ, T. E. E. Comparative diversity and heavy metals biosorption of myxomycetes

from forest patches on ultra mafic and volcanic soils. **Chemistry and Ecology**, v. 31, n. 8, p. 751-753. 2015.

REDEÑA-SANTOS, J. C.; DUNCA, J. A. U.; THAO, D.V.; DAGAMAC, N.H.A.. Myxomycetes occurring on selected agricultural leaf litters. **Studies in Fungi**, v. 2, n. 1, p. 171-177. 2018.

REQUEJO, O.; ANDRÉS-RODRÍGUEZ, N. F. Consideraciones etnobiológicas sobre los mixomicetos. **Boletín de La Sociedad Micológica de Madrid**, v. 43, p. 25-37. 2019.

RIBEIRO, N.; BRIOSO, P. S. T. Detecção de Myxomycetes em morangueiro no sul de Minas Gerais. **Summa Phytopathologica**, v. 45, n. 3, p. 340-341. 2019.

RIBEIRO, S. M.; CAVALCANTI, L. H.; PEREIRA, E. C.; GUSMÃO, N. B.; SILVA, N. H. Detecção de atividade antibacteriana *in vitro* nos extratos brutos obtidos a partir do plasmódio de *Physarella oblonga* (Berk. & Curt.) Morgan (Myxomycetes). **Revista Brasileira de Farmacognosia**, v. 12, p. 100-102. 2002.

ROCHA, L. O.; SOARES, M. M. S. R.; CORRÊA, C. L.. Análise da contaminação fúngica em amostras de *Cassia acutifolia* Delile (sene) e *Peumus boldus* (Molina) Lyons (boldo-do-Chile) comercializadas na cidade de Campinas, Brasil. **Revista Brasileira de Ciências Farmacêuticas**, v. 40, n. 4, p. 521-527. 2004.

ROGERSON, C. T.; STEPHENSON S. L. Myxomyceticolous fungi. **Mycologia**, v.85, n. 3, p. 456-469. 1993.

ROJAS, C.; STEPHENSON, S. L. Myxomycetes ecology along an elevation gradient on Cocos Island, Costa Rica. **Fungal Diversity**, v. 29, p. 117-127. 2008.

RONQUIST, F.; HUELSENBECK, J. P. MrBayes 3: Bayesian phylogenetics inference under mixed models. **Bioinformatics application note**, v. 19, n. 12, p.1572-1574. 2003.

SÁ, C.E.V.A; FERRAZ, L. G. B.; CAVALCANTI, L. H. Mixomicetos associados a coqueiro (*Cocos nucifera* L.) na Estação experimental de Itapirema (Goiana, Pernambuco, Brasil). **Pesquisa Agropecuária Pernambucana**, v. 24, n. 2, p. 1-7. 2019.

SANDERSON, A. R. Notes on Malayan mycetozoa. **Transactions of British Mycological Society**, v. 7, p. 239-256. 1922.

SANTOS, E. J.; CAVALCANTI, L. H.. Revisão de Myxomycetes Ocorrentes em Cana-de-Açúcar (*Saccharum* spp.) em Brasil. **Boletín Micológico**, v. 4, n. 1, p. 61-64. 1988.

SANTOS, E. J.; CAVALCANTI, L. H.. Myxomycetes do canavial: levantamento florístico em Carpina-PE. **Acta Botânica Brasílica**, v. 5, n. 1, p. 49-61. 1991.

SCHMITZ, O. J. **Resolving Ecosystem Complexity**. Princeton University Press, New York. 2010.

SCHNITTLER, M. **Ecology and Biogeography of Myxomycetes**. Tese de Doutorado. Universidade Friedrich Schiller de Jena, Jena. 2000.

SCHNITTLER, M.; NOVOZHILOV, Y. K.; ROMERALO, M.; BROWN, M.; SPIEGEL, F. W., 2012. Myxomycetes and myxomycete-like organisms. **Englers syllabus of plant families**, v. 4, p. 40-88. 2012.

SCHNITTLER, M.; STEPHENSON, S. L. Myxomycete biodiversity in four different forest types in Costa Rica. **Mycologia**, v. 94, n. 4, p. 626-637. 2000.

SËTÄLA, A.; NUORTEVA, P. M.. High metal contents found in *Fuligo septica* (L.) Wiggers and some other slime molds (Myxomycetes). **Karstenia**, v. 29, p. 37-44. 1989.

SEVCIK, J. **Czech and Slovak Diptera associated with fungi**. Slezské zemské muzeum Opava. 2010.

SHAAD, N. W. Organisms that cause plant disease: their detection, identification and proof of their role as pathogens. **Plant Disease Control**, v. 1, p. 31-62. 1979.

SIBAJA-MATARRITA, R.; BARBOZA-CHINCHILLA, L.; ROJAS, C. ¿Pueden los micetozoos ser usados como indicadores de salud del suelo en el contexto agrícola de Costa Rica? **Revista de Ciencias Ambientales: Tropical Journal of Environmental Sciences**, v. 52, n. 1, p. 161-174. 2018.

SILVA, A. V. **Mixobiota de coqueiros (Cocos nucifera L.) cultivados em Pernambuco e Paraíba**. Monografia (Trabalho de conclusão do curso de Ciências Biológicas Bacharelado). Universidade Federal de Pernambuco. 2016.

SILVA, C. F.; CAVALCANTI, L. H. Myxobiota of the Brazilian Atlantic Forest: Species on Oil Palm Tree (*Elaeis guineensis*, Arecaceae). **Rodriguésia**, v. 61, n. 4, p. 575-583. 2010.

SILVA, E. A. A.; VON PINHO, E. V. R.; VIEIRA, M. G. G. C.; CARVALHO, M. L. M.; MACHADO, J. C. Alterações dos padrões de isoenzimas em sementes de milho infectadas por fungos. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 35, n. 9, p. 1725-1732. 2000.

SILVA, G. F.; BEZERRA, J. L. Occurrence of *Fuligo septica* on lettuce and long coriander. **Fitopatologia Brasileira**, v. 30, n. 4, p. 439. 2005.

SILVA, M. A. **Filogenia, identificação e patogenicidade de Pestalotiopsidaceae associadas com mancha-de-pestalotiopsis em palmeiras ornamentais**. Universidade Federal de Viçosa, Minas Gerais. 2016.

SMITHIES, W. R. Chemical composition of a sample of mycelium of *Penicillium griseofulvum* Dierckx. **Biochemical Journal**, v. 51, n. 2, p. 259-264. 1951.

SOLARTE, F.; MUÑOZ, C. G.; MAHARACHCHIKUMBURA, S. S. N.; ÁLVAREZ, E.. Diversity of *Neopestalotiopsis* and *Pestalotiopsis* spp., causal agents of Guava Scab in Colombia. **Plant Disease**, v. 102, n. 1, p. 49-59. 2018.

STEPHENSON, S. L. Myxomycetes associated with decaying fronds of nikau palm (*Rhopalostylis sapida*) in New Zealand. **New Zealand Journal of Botany**, v. 42, n. 2, p. 311-317. 2003.

STEPHENSON, S. L. First records of myxomycetes from Ascension Island. **Sydowia**, v. 61, p. 645-657. 2009.

STEPHENSON, S. L.; ROJAS, C. Myxomycetes: biology, systematics, biogeography, and ecology. **London: Academic Press**, v. 1, p. 476. 2017.

STEPHENSON, S. L.; STEMPEN, H. **Myxomycetes: A Handbook of Slime Molds**. Oregon: Timber Press. 1994.

STEPHENSON, S. L.; WHEELER, Q. D.; MCHUGH, J. V.; FRASSINET, P. R. New North American associations of Coleoptera with Myxomycetes. **Journal of Natural History**, v. 28, p. 921-936. 1994.

STOJANOWSKA, W., PANEK, E. Myxomycetes of the nature reserve near Walbrzych (SW Poland) Part I. List of taxa and quantitative analysis. **Acta Mycologica**, v. 39, n. 1, p. 47-63. 2004.

TAYLOR, K. M.; FEEST, A.; STEPHENSON, S. L. The occurrence of myxomycetes in wood. **Fungal Ecology**, v. 17, p.179-182. 2015.

THIND, K. S. **The Myxomycetes of India**. India Council of Agricultural Research, New Delhi. 1977.

TORREND, C. Les Myxomycètes du Brésil, connus jusqu'ici. **Brotéria**, v. 13, n. 2, p. 72-88. 1915.

TRAN, H. T. M.; STEPHENSON, S. L.; HYDE, K. D., MONGKOLPORN, O.. Distribution and occurrence of myxomycetes in tropical forests of northern Thailand. **Fungal Diversity**, v. 22, p. 227-242. 2006.

UKKOLA, T. Some Myxomycetes from Dar es Salaam (Tanzania) developed in moist chamber cultures. **Karstenia**, v. 38, p. 27-36.1998.

VITÓRIA, N. S.; BEZERRA, J. L.; GRAMACHO, K. P.; LUZ, E. D. M. N. Camarotella torrendiella comb. nov. e C. acrocomiae: agentes etiológicos das lixas do coqueiro. **Tropical Plant Pathology**, v. 33, n. 4, p. 295-301. 2008.

WARWICK, D. R. N.. Principais doenças do coqueiro (*Cocos nucifera* L.) no Brasil. **Embrapa Tabuleiros Costeiros**, Documento 10, p. 27. 1989.

WARWICK, D. R. N. Principais doenças do coqueiro (*Cocos nucifera* L.) no Brasil. **Embrapa Tabuleiros Costeiros**, Documento 22, p. 33. 2001.

WHEELER, Q. D. A new species of *Agathidium* associated with an "epimycetic" slime mold plasmodium on *Pleurotus* fungi (Coleoptera: Leiodidae-Myxomycetes: Physarales-Basidiomycetes: Tricholomataceae). **The Coleopterists Bulletin**, v. 41, n. 4, p. 395-403. 1987.

WILDING, N.; COLLINS, N. M.; HAMMOND, P. M.; WEBBER, J. F. **Insect-fungus Interactions**. Academic press, London. 1989.

WRIGLEY DE BASANTA, D. Myxomycetes from bark of the evergreen oak *Quercus illex*. **Anales del Jardín Botánico de Madrid**, v. 56, n. 1, p. 3-14. 1998.

WRIGLEY DE BASANTA, D. Acid deposition in Madrid and corticolous Myxomycetes. ***Stapfia* 73, zugleich Kataloge des 00, Landesmuseums, Neue Folge**, v. 155, p. 113-120. 2000.

WRIGLEY DE BASANTA, D.; LADO, C.; ESTRADA-TORRES, A.; STEPHENSON, S. L. Biodiversity studies of myxomycetes in Madagascar. ***Fungal Diversity***, v. 59, p. 55-83. 2013.

ZHULIDOV, D. A.; ROBARTS, R. D.; ZHULIDOV, A. V.; ZHULIDOVA, O. V.; MARKELOV, D. A.; RUSANOV, V. A.; HEADLEY, J. V.. Zinc accumulation by the slime mold *Fuligo septica* (L.) Wiggers in the Former Sovietic Union and North Korea. ***Journal of Environmental Quality***, v. 31, p. 1038-1042. 2002.

ANEXO A – Comprovante de Submissão

Fungal Diversity

Myxomycetes as indicators of leaf damage caused by phytopathogenic fungi in *Cocos nucifera* L.

--Manuscript Draft--

Manuscript Number:		
Full Title:	Myxomycetes as indicators of leaf damage caused by phytopathogenic fungi in <i>Cocos nucifera</i> L.	
Article Type:	Original Research	
Keywords:	bio-indicator; coconut tree; diversity; microhabitat; monoculture; slime mold	
Corresponding Author:	Camila Estelita Vogeley Alves de Sá Universidade Federal de Pernambuco BRAZIL	
Corresponding Author Secondary Information:		
Corresponding Author's Institution:	Universidade Federal de Pernambuco	
Corresponding Author's Secondary Institution:		
First Author:	Camila Estelita Vogeley Alves de Sá	
First Author Secondary Information:		
Order of Authors:	Camila Estelita Vogeley Alves de Sá	
	Luiz Gonzaga Biones Ferraz	
	Laise de Holanda Cavalcanti	
Order of Authors Secondary Information:		
Funding Information:	Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico	Mrs. Camila Estelita Vogeley Alves de Sá
Abstract:	Arecaceae plants provide favorable microhabitats for the development of myxomycetes, but research focusing on myxomycete species associated with palm trees is scarce. The mixobiota present on individuals of <i>Cocos nucifera</i> L., a species of great economic importance, was evaluated in coconut groves cultivated in	