



**MINISTÉRIO DA EDUCAÇÃO**  
**UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DA AMAZÔNIA**  
**PRÓ-REITORIA DE PESQUISA E PÓS-GRADUAÇÃO**  
**PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM AGRONOMIA PGAGRO**

**JOSIANE PACHECO DE ALFAIA**

**ACAROFUNA ASSOCIADA A *COCOS NUCIFERA* L. VARIEDADE ANÃO VERDE E  
MANEJO COM FUNGOS ENTOMOPATOGÊNICOS NA AMAZÔNIA BRASILEIRA**

**BELÉM-PA**

**2023**

**JOSIANE PACHECO DE ALFAIA**

**ACAROFUNA ASSOCIADA A *COCOS NUCIFERA* L. VARIEDADE ANÃO VERDE E  
MANEJO COM FUNGOS ENTOMOPATOGÊNICOS NA AMAZÔNIA BRASILEIRA**

Tese apresentada à Universidade Federal Rural da  
Amazônia, como parte dos requisitos do Programa de  
Pós-graduação em Agronomia para obtenção do título  
de doutora em Agronomia.

Área de concentração: Agronomia

Orientadora: Prof<sup>a</sup>. Dr<sup>a</sup>. Telma Fátima Vieira Batista

Coorientadora: Dr<sup>a</sup>. Aloyséia Cristina da Silva  
Noronha

**BELÉM-PA**

**2023**

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP)  
Bibliotecas da Universidade Federal Rural da Amazônia  
Gerada automaticamente mediante os dados fornecidos pelo(a) autor(a)

---

A385a Alfaia, Josiane Pacheco

Acarofauna associada a Cocos nucifera L. variedade anão verde e manejos com fungos entomopatogênicos na Amazônia brasileira / Josiane Pacheco Alfaia. - 2023.  
90 f. : il. color.

Tese (Doutorado) - Programa de Pós-Graduação em Agronomia (PPGA), Campus Universitário de Belém, Universidade Federal Rural Da Amazônia, Belém, 2023.

Orientador: Profa. Dra. Telma Fátima Vieira Batista Vieira Batista

Coorientador: Profa. Dra. Aloyséia Cristina da Silva Noronha.

1. Arecaceae. 2. Controle biológico. 3. *Aceria guerreronis*. 4. *Steneotarsonemus furcatus*. 5. Controle microbiano. I. Vieira Batista, Telma Fátima Vieira Batista, *orient.* II. Título

---

CDD 632.96



UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DA AMAZÔNIA  
INSTITUTO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS  
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM AGRONOMIA

ATA DA REUNIÃO DA COMISSÃO JULGADORA DE EXAME DE TESE

Aos, 28 de fevereiro de 2023 às 09:00 todos os participantes por videoconferência na sala do *Google Meet*, reuniu-se a Comissão Julgadora do Exame de Tese do(a) discente:

JOSIANE PACHECO DE ALFAIA , assim constituída:

*Presidente/Orientador(a):* Prof.<sup>a</sup>Dr.<sup>a</sup>Telma Fatima Vieira Batista - UFRA/Belém

*1º Examinador(a):* Prof. Dr. José Wagner da Silva Melo - UFRPE

*2º Examinador (a):* Dr. Gilson Sanchez Chia - AGROPALMA

*3º Examinador (a):* Dr. Orlando Shigueo Ohashi - SOCOCO

*4º Examinador(a):* Prof.<sup>a</sup> Dr.<sup>a</sup> Antônia Benedita da Silva Bronze - UFRA/Belém

Iniciados os trabalhos, o(a) candidato(a) submeteu-se ao exame de seu projeto intitulado:

"ACAROFUNA ASSOCIADA A COCOS NUCIFERA L. VARIEDADE ANÃO VERDE E MANEJO COM FUNGOS ENTOMOPATOGÊNICOS NO BIOMA AMAZÔNIA BRASILEIRO"

Terminada a defesa que constou da explanação do trabalho de Tese feito pelo (a) discente e da arguição pela Banca Examinadora, o (a) discente foi considerada APROVADO (A) , desde que sejam feitas as correções sugeridas pela banca examinadora e entregue na secretaria do Programa, juntamente com a comprovação de que pelo menos 1 (um) artigo extraído da tese foi aceito para publicação e de que pelo menos 1 (um) artigo extraído da tese esteja em avaliação em periódicos científicos inscritos no Qualis (RGPG Art. 85), no prazo de 30 dias após esta data, quando fará jus, portanto, ao título de "DOUTOR (A) EM AGRONOMIA" que para constar, lavrou-se a presente ATA, assinada pelos senhores membros da Comissão Examinadora.

Belém (PA), 28 de fevereiro de 2023.

Parecer da Banca Examinadora:

Alteração do Título: ACAROFUNA ASSOCIADA A COCOS NUCIFERA L. VARIEDADE ANÃO VERDE E MANEJO COM FUNGOS ENTOMOPATOGÊNICOS NA AMAZONIA BRASILEIRA

-Correção da estrutura da tese, histórico da área, conclusões, Inclusão da análise de custo na metodologia, fazer análise de regressão e acatar as sugestões dos membros da banca

Belém (PA). 28 de fevereiro de 2023.

Documento assinado digitalmente

gov.br

TELMA FATIMA VIEIRA BATISTA  
Data: 28/02/2022 13:54:51 - 0300  
Verifique em <https://verificador.iti.br>

Presidente/Orientador (a): Prof.<sup>a</sup> Dr.<sup>a</sup> Telma Fatima Vieira Batista

Documento assinado digitalmente

gov.br

JOSE WAGNER DA SILVA MELO  
Data: 28/02/2023 14:39:03-0300  
verifique em <https://verificador.iti.br>

Nota: 9,0

1º Examinador (a): Prof. Dr. José Wagner da Silva Melo

gov.br

GILSON SANCHEZ CHIA  
Data: 28/02/2023 19:04:47 -0300  
Verifique em <https://verificador.iti.br>

Nota: 9,0

2º Examinador (a): Dr. Gilson Sanchez Chia

Nota: 9,0



3º Examinador (a): Dr. Orlando  
Shigueo Ohashi

Nota: 9,5

ANTONIA BENEDITA DA  
SILVA BRONZE:66121400200

ANTONIA BENEDITA DA SILVA  
BRONZE: 66121400200  
Dados:2023.03.05 22:02:28 -03'00'

4º Examinador (a): Prof.<sup>a</sup> Dr.<sup>a</sup> Antônia Benedita da Silva Bronze

Média: 9,1

**A Deus,  
AGRADEÇO**

## **AGRADECIMENTOS**

Agradeço a Deus, meu SENHOR, autor e consumidor da minha vida, a quem é dado toda honra, toda glória e todo louvor. Por suas realizações em minha vida.

À Universidade Federal Rural da Amazônia (UFRA), juntamente com A Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) pela concessão da bolsa de estudo junto ao Programa de Pós-Graduação em Agronomia da UFRA.

À empresa SOCOCO, na pessoa Dr. Paulo Lins, pelo apoio à pesquisa, pela oportunidade, confiança. Pela concessão financeira, estadia, transporte e equipe de apoio para a realização deste trabalho.

À minha coorientadora Dra. Aloyséia Cristina da Silva Noronha (pesquisadora da Embrapa Amazônia Oriental), exemplo de profissional, sempre disposta a ajudar, questionar e extrair o melhor de cada um. A você, meu respeito, admiração e gratidão. Essencial neste e em muitos outros projetos, profissionais e pessoais. Por ter me ensinado parte do que sei sobre ácaros. Obrigada por todos os ensinamentos e por todas as palavras amigas.

À minha orientadora, professora Dra. Telma Fátima Vieira Batista (UFRA) pela paciência e compreensão que teve comigo, pelos “puxões de orelha” por cada minuto de sabedoria compartilhado durante as aulas e nas orientações durante o doutorado, muito obrigada.

Ao professor Dr. José Wagner da Silva Melo (Universidade Federal do Ceará) por cada ensinamento compartilhado durante o período de mestrado, por ter me ensinado parte do que sei sobre ácaros, por sua paciência em conduzir seus orientados e pelas suas importantíssimas contribuições ao meu trabalho.

À Dra. Débora Barbosa de Lima e ao Dr. Manoel Guedes Corrêa Gondim Junior (Universidade Federal de Pernambuco) pela contribuição na identificação dos Tarsonemídeos e outros ácaros.

Ao Dr. Noeli Juarez Ferla e a Ms. e doutoranda Adria Azevedo (Universidade do Vale do Taquari) pela contribuição na identificação dos ácaros da família Phytoseiidae.

À Dra. Gleiciane Rodrigues dos Santos, por todo apoio que me deu, pela paciência que teve enquanto me ajudava nos trabalhos de laboratório, por estar sempre disposta a me ajudar na execução deste trabalho. Obrigada por tudo o que me ensinou sobre fungos.

Ao Fernando de Souza Santos, Alice Cavalcante e ao Diego Alves pelas contribuições ao meu trabalho e pelos momentos de descontração que tivemos juntos.

Ao Leonardo Souza Duarte, estagiário do Laboratório de entomologia da Embrapa Amazônia Oriental, pela paciência e disposição em contribuir nas análises estatísticas do meu trabalho.

Ao doutorando Eduardo de Souza Neto (Universidade Federal do Ceará) pela sua valiosa contribuição ao meu trabalho, por estar sempre disposto a me ajudar.

Ao meu pai, Pedro Gonçalves de Alfaia, por ter me concedido a vida, à minha mãe Joana Darc (in memoriam) que sempre lutou para me educar, mesmo nos momentos mais difíceis. Pelos ensinamentos e por todo amor que me deu. A ela devo tudo o que sou.

Aos meus irmãos Gerson Alfaia e Claudiane Alfaia pelo apoio, compreensão e pelas orações em meu favor. Ao meu cunhado José Maria Carvalho. Aos meus sobrinhos Filipe alfaia, Daniel Alfaia, Thiago Carvalho e Théo Carvalho. À minha cunhada Suzana Anjos, às minhas primas Rafaelly Pacheco e Raiane Pacheco. Aos meus tios e primos pelas palavras de apoio que deram-me durante o curso.

Às minhas avós Raimunda Moreira (in memoriam) e Ana Gonçalves (in memoriam) pelos ensinamentos e conselho que elas me deram.

À minha primeira professora Lourdes Martins de Melo, por ter me alfabetizado com tanta paciência ensinou-me a ler e escrever.

Ao tio Binga (in memoriam), meu tio avô, homem bom que comprava as folhas de papel com pauta e fazia meus cadernos para eu estudar.

A todos os colegas do Laboratório de Proteção de Plantas (LPP) que sempre ou em algum momento deram-me o prazer de estar perto: Alessandra Moraes, Débora Oliveira, Rafael Costa, Matheus yan, Raqueline Campelo, Thayná Ferreira e demais colegas.

As estagiárias do laboratório de entomologia da Embrapa, Regiane e Magali pelos momentos de descontração e amizade. A doutoranda Camila Tavares Ferreira, pela amizade e por todo apoio que me concedeu.

Aos professores do programa de pós graduação em Agronomia da UFRA, dos quais tive a oportunidade de obter conhecimento (Dr. Gledson Castro, Dra. Gisele Barata, Dr. Antônio Fernandes, Dr. Paulo Lins, professor Marcos, Dr. Hugo Pinheiro e Dr. Anderson Dias).

A secretária do programa de pós graduação em Agronomia da UFRA, Nena, sempre responsável e dedicada nas resoluções de problemas. Muito obrigada.

Aos colaboradores da empresa SOCOCO: Rafael Moraes Matos, George Aguiar de Araújo, Anderson Cravo, Engenheiro Agrônomo Lucas Faro Bastos, Maurício Thadeu da Silva, Evandro de Souza Monteiro, Leonardo Conceição da Silva, Marcus Vinicius Chaves da Silva,



Bruno Jones da Silva Aguiar, Beatriz Damasceno da Silva, Chisnaira da Silva Matos, Francivaldo da Silva Gomes, Ana do Socorro da Silva Gomes, Valéria do Socorro Oliveira e Vanessa Sebastião de Almeida, meus sinceros agradecimentos a essa equipe maravilhosa que me acolheu com muito carinho e aos demais funcionários da Empresa.

A Sra. Maria de Fátima de Brito Melo pela gentileza de me hospedar em sua casa, por todo o carinho que recebi dela durante o período de experimento.

Aos funcionários da Universidade Federal Rural da Amazônia pelos serviços prestados e a todos que, de alguma forma, contribuíram para a minha formação profissional.

## RESUMO

A cultura do coqueiro (*Cocos nucifera* L.) sofre ataques de pragas em todas as fases do desenvolvimento, destacando-se os ácaros fitófagos que atacam os frutos e reduzem sua produtividade, com destaque para *Aceria guerreronis* Keifer (Eriophyidae) e *Steneotarsonemus furcatus* (Tarsonemidae). Diversos produtos químicos são registrados para o controle de *A. guerreronis*, porém, essa praga habita o perianto do fruto, protegido pelas brácteas dificultando o controle. Uma vez que o mercado se tornou mais exigente por produtos mais sustentáveis, e os ácaros predadores e fungos entomopatogênicos são importantes no manejo integrado dessas pragas. Nesse contexto, objetivou-se identificar a fauna de ácaros em frutos de plantas de coqueiro anão verde, através do estudo da flutuação populacional de *A. guerreronis*, *S. furcatus* e predadores, e da identificação molecular de fungos entomopatogênicos e avaliação do potencial e custo de aplicação desses fungos como alternativa de controle de *A. guerreronis*. O estudo foi conduzido em plantio comercial de coqueiro anão verde localizado no município de Santa Izabel do Pará-Pará. Coletas mensais de frutos, com e sem injúrias causadas por ácaros, dos cachos 13 a 17, foram realizadas. Nos cachos foram avaliados 8.818 frutos, dos quais, 88,31% estavam sem injúrias, 7,25% estavam com injúrias causadas somente por *A. guerreronis*, 3,24% por *S. furcatus* e 1,17% com ambas as injúrias no mesmo fruto. *Aceria guerreronis* representou 99,75% dos 563.170 ácaros coletados, *S. furcatus* foi coletado em apenas 87 frutos. Ácaros predadores da família Phytoseiidae foram os mais abundantes, oito espécies foram identificadas sendo *Amblyseius aerialis* (Muma) a predominante. Os fungos *Metarhizium anisopliae*, *Trichoderma* sp., *Beauveria bassiana*, *Purpureocillium lillacinum*, acaricida químico a base de abamectina, foram testados na concentração de  $10^8$  conídios/ml sobre frutos de coqueiro com presença de ácaros pragas. Os frutos tratados com *P. lillacinum* apresentaram menor número de ácaros e maior número de frutos não infestados por *A. guerreronis* considerando-se este o melhor tratamento, entretanto, também se destacou o tratamento com *B. bassiana*. Este trabalho fornece informações importantes sobre a diversidade, abundância e flutuação populacional de inimigos naturais em coqueiros e espécies de fungos com potencial para o controle de *A. guerreronis*.

**PALAVRAS-CHAVE:** Arecaceae. controle biológico. *Aceria guerreronis*. *Steneotarsonemus furcatus*. ácaros fitófagos. controle microbiano. Predadores

## ABSTRACT

The coconut crop (*Cocos nucifera* L.) suffers attacks from pests at all stages of development, especially phytophagous mites that attack the fruits and reduce productivity, especially *Aceria guerreronis* Keifer (Eriophyidae) and *Steneotarsonemus furcatus* (Tarsonemidae). Several chemical products are registered for the control of *A. guerreronis*, however, this pest inhabits the perianth of the fruit, protected by the bracts, making control difficult. Since the market has become more demanding for more sustainable products, predatory mites and entomopathogenic fungi are important in the integrated management of these pests. In this context, the objective was to identify the mite fauna in the fruits of green dwarf coconut palm plants, through the study of the population fluctuation of *A. guerreronis*, *S. furcatus* and predators, and the molecular identification of entomopathogenic fungi and evaluation of the potential and cost application of these fungi as an alternative to control *A. guerreronis*. The study was conducted in a commercial green dwarf coconut plantation located in the municipality of Santa Izabel do Pará-Pará. Monthly collections of fruits, with and without injuries caused by mites, from clusters 13 to 17, were carried out. In the bunches, 8,818 fruits were evaluated, of which, 88.31% were without injuries, 7.25% were with injuries caused only by *A. guerreronis*, 3.24% by *S. furcatus* and 1.17% with both injuries in the same fruit. *Aceria guerreronis* represented 99.75% of the 563,170 mites collected, *S. furcatus* was collected from only 87 fruits. Predatory mites of the Phytoseiidae family were the most abundant, eight species were identified, *Amblyseius aerialis* (Muma) being the predominant one. The fungi *Metarhizium anisopliae*, *Trichoderma* sp., *Beauveria bassiana*, *Purpureocillium lillacinum*, a chemical acaricide based on abamectin, were tested at a concentration of  $10^8$  conidia/ml on coconut fruits with the presence of pest mites. The fruits treated with *P. lillacinum* had a lower number of mites and a higher number of fruits not infested by *A. guerreronis*, considering this the best treatment, however, the treatment with *B. bassiana* also stood out. This work provides important information about the diversity, abundance and population fluctuation of natural enemies in coconut trees and fungal species with potential for the control *A. guerreronis*.

**key words:** Arecaceae. biological control. *Aceria guerreronis*. *Steneotarsonemus furcatus*. phytophagous mites. microbial control. predators

## LISTA DE FIGURAS

### CAPITULO I

#### Acarofauna associada a frutos de coqueiro (*Cocos nucifera* L.) em área comercial no estado do Pará, Amazônia, Brasil

**Figura 1-** Frutos de *Cocos nucifera*: sem ataque de ácaros (A), com injúria de *Steneotarsonemus furcatus* (B), com injúria de *Aceria guerreronis* (C) e com injúria ocasionada pelas duas espécies de ácaros (D), em plantio comercial de coqueiro no município de Santa Izabel do Pará-PA. Amazônia Oriental, Brasil.....31

**Figura 2-** Curvas de rarefação plotando o número de ácaros predadores da família Phytoseiidae versus o número de indivíduos coletados em frutos de *Cocos nucifera*, durante o período de outubro/2019 a setembro de 2020, em cultivo comercial no estado do Pará, Amazônia, Brasil.....38

**Figura 3-** Flutuação populacional de *A. guerreronis* e *S. furcatus* e condições climáticas em área de plantio comercial de *Cocos nucifera* var. anão verde no município de Santa Izabel do Pará-PA. Amazônia Oriental, Brasil.....41

**Figura 4-** Matriz de correlação de Spearman entre fatores climáticos e ocorrência de ácaros de diferentes famílias em frutos de *Cocos nucifera*, var. anão verde, em plantio comercial, no município de Santa Izabel do Pará-PA, de outubro de 2019 a setembro de 2020, Amazônia Oriental. Brasil.....42

**Figura 5-** Flutuação populacional de ácaros Phytoseiidae e *Amblyseius aerialis* em frutos de *C. nucifera* var. anão verde, em área de plantio comercial no município de Santa Izabel do Pará-PA, Amazônia, Brasil.....42

### CAPÍTULO II

#### FUNGOS ENTOMOPATOGENICOS: IDENTIFICAÇÃO, CONTROLE DE *Aceria guerreronis* E ANÁLISE DE CUSTO EM PLANTIO COMERCIAL DE *Cocos nucifera* L. VAR. ANÃO VERDE, NO MUNICIPIO DE SANTA IZABEL DO PARÁ, PA

**Figura 1-** Suspensão dos fungos *Trichoderma* sp. (A), *Purpureocillium* sp. (B), *Metarhizium* sp. (C) e *B. bassiana* (D) para quantificação de esporos, após a produção em laboratório.....58

**Figura 2-** Escala esquemática segundo baseada na porcentagem de perímetro danificado (preto) ao nível da margem distal das brácteas internas em frutos de coco infestados por *A. guerreronis* indicando os níveis de dano de 1, 2, 4, 8, 16, 32, 48, 70 e 100%.....60

**Figura 3-** Análise de Máxima Verossimilhança (RAxML) das sequencias de ITS do isolado UFRA-MA-02 utilizado nesse estudo. Para as demais sequências do estudo, a identificação dos isolados segue posterior ao nome da espécie. Valores de suporte estatísticos maiores de 60% são mostrados nos nós através do bootstrap. O isolado *Beauveria bassiana* foi designado como out-group. ....63

**Figura 4-** Análise Bayesiana de sequências de ITS do isolado UFRA-MA-02 utilizado nesse estudo. Para as demais sequências do estudo, a identificação dos isolados segue posterior ao nome da espécie. Valores de suporte estatísticos maiores de 70% são mostrados nos nós através da probabilidade posterior. O isolado *Beauveria bassiana* foi designado como out-group. T – isolado-tipo.....64

**Figura 5-** Análise de Máxima Verossimilhança das sequências de  $\beta$ -tubulina do isolado UFRA 01 utilizado nesse estudo. Para as demais sequências do estudo, a identificação dos isolados segue posterior ao nome da espécie. Valores de suporte estatísticos maiores de 70% são mostrados nos nós através do bootstrap. O isolado *Drechmeria gunnii* foi designado como out-group. T – isolado-tipo.....66.

**Figura 6-** Análise Bayesiana de sequências de  $\beta$ -tubulina do isolado UFRA 01 utilizado nesse estudo. Para as demais sequências do estudo, a identificação dos isolados segue posterior ao nome da espécie. Valores de suporte estatísticos maiores de 70% são mostrados nos nós, através da probabilidade posterior. O isolado *Drechmeria gunnii* foi designado como out-group. T – isolado-tipo.....67

**Figura 7-** Fruto com injúria causada por *A. guerreronis* tratado com *B. bassiana* (A), perianto sem necrose (B) e fruto danificado sem tratamento (C), em plantio comercial de *C. nucifera* no município de Santa Isabel do Pará-PA, Amazônia Oriental, Brasil.....69

**Figura 8-** Número de frutos de *C. nucifera*, var. anão verde não atacados por *A. guerreronis* avaliados aos 15 dias após a aplicação dos tratamentos no período de janeiro a outubro/2021, no município de Santa Isabel do Pará-PA, Amazônia Oriental. Brasil. ....68

**Figura 9-** Ácaros mortos encontrados fora da bráctea em frutos tratados com *P. lilacinum* (A) e *B. bassiana* (B) em plantio comercial de *C. nucifera*, município de Santa Isabel do Pará-PA, Amazônia Oriental, Brasil.....71

**Figura 10-** Número de *A. guerreronis* por coleta (15 dias após a aplicação dos tratamentos) em frutos de *C. nucifera*, var. anão verde, no período de janeiro a outubro/2021, no município de Santa Isabel do Pará-PA, Amazônia Oriental. Brasil. Médias seguidas da mesma letra não se diferem estatisticamente.....71

**Figura 11-** Condições climáticas no período de aplicação (janeiro a outubro/2021) dos tratamentos a base de abamectina e fungos entomopatogênicos, para o controle de ácaros fitófagos em área comercial de coqueiro *Cocos nucifera* L., no município de Santa Isabel do Pará-PA, Amazônia Oriental, Brasil.....74

## LISTA DE TABELAS

- Tabela 1-** Número de frutos avaliados na planta e amostrados nos cachos 13 a 17 para injúrias de *Aceria guerreronis* e *Steneotarsonemus furcatus* em área de plantio comercial de *Cocos nucifera* L. var. anão verde, no período de outubro de 2019 a setembro de 2020, no município de Santa Izabel do Pará-PA. ....33
- Tabela 2-** Número de frutos de *Cocos nucifera* L. var. anão verde, em cachos 13 a 17, amostrados com a presença de *Aceria guerreronis* e *Steneotarsonemus furcatus* em área de plantio comercial, no período de outubro de 2019 a setembro de 2020, no município de Santa Izabel do Pará-PA. ....35
- Tabela 3-** Número de ácaros coletados em frutos de *Cocos nucifera* L. var. anão verde (cachos 13 a 17) em área de plantio comercial, no período de outubro de 2019 a setembro de 2020, no município de Santa Izabel do Pará-PA. Amazônia Oriental, Brasil.....36
- Tabela 4.** Análise faunística das espécies de Phytoseiidae coletadas em frutos de *C. nucifera*, var. anão verde, em plantio comercial, no município de Santa Izabel do Pará-PA, de outubro de 2019 a setembro de 2020, Amazônia Oriental. Brasil.....39

## CAPÍTULO II

### FUNGOS ENTOMOPATOGENICOS: IDENTIFICAÇÃO, CONTROLE DE *Aceria guerreronis* E ANÁLISE DE CUSTO EM PLANTIO COMERCIAL DE *Cocos nucifera* L. VAR. ANÃO VERDE, NO MUNICÍPIO DE SANTA IZABEL DO PARÁ, PA

- Tabela 1** – Sequências de isolados de fungos utilizados na análise filogenética para identificação da espécie *Metharhizium anisopliae*, nativo de área comercial de coqueiro *Cocos nucifera* L., e utilizado para o controle de ácaros fitófagos, no município de Santa Izabel do Pará-PA, Amazônia Oriental, Brasil.....62
- Tabela 2** – Sequências de isolados de fungos utilizados na análise filogenética para identificação da espécie *Purpureocillium lilacinum* utilizado para o controle de ácaros fitófagos em área comercial de *Cocos nucifera* L., no município de Santa Izabel do Pará-PA, Amazônia Oriental, Brasil.....66
- Tabela 3-** Percentagem geral de números de frutos danificados no cacho 14, % de dano no fruto, média populacional de *A. guerreronis* em frutos de *C. nucifera*, var. anão verde e controle do ácaro em relação ao tratamento controle, após 15 dias da aplicação dos tratamentos, no período de janeiro a outubro/2021, no município de Santa Izabel do Pará-PA, Amazônia Oriental. Brasil.....73
- Tabela 4-** Percentagem de frutos danificados no cacho 14, % de dano no fruto, média populacional do número de *A. guerreronis* em frutos de *C. nucifera*, var. anão verde, 15 dias após aplicação dos tratamentos no período chuvoso amazônico (janeiro a maio/2021) no município de Santa Izabel do Pará-PA, Amazônia Oriental. Brasil.....73
- Tabela 5-** Percentagem de frutos danificados no cacho 14, % de dano no fruto, média populacional de *A. guerreronis* em frutos de *C. nucifera*, var. anão-verde, 15 dias após aplicação dos tratamentos no período seco (junho a outubro) no município de Santa Izabel do Pará-PA, Amazônia Oriental. Brasil.....73

**Tabela 6-** Custos de aplicação de produtos (R\$): químico e fungos entomopatogênicos para controle do ácaro-da-necrose, *A. guerreronis*, em plantio comercial de coqueiro no município de Santa Isabel do Pará-PA, Amazônia Oriental, Brasil.....74

## SUMÁRIO

<b>1 CONTEXTUALIZAÇÃO</b> .....	<b>15</b>
<b>REFERÊNCIAS</b> .....	<b>20</b>
<b>2 CAPITULO I</b> .....	<b>26</b>
<b>Acarofauna associada a frutos de coqueiro (<i>Cocos nucifera</i> L.) em área comercial no estado do Pará, Amazônia, Brasil</b> .....	<b>26</b>
<b>RESUMO</b> .....	<b>26</b>
<b>ABSTRACT</b> .....	<b>28</b>
<b>2.1 Introdução</b> .....	<b>29</b>
<b>2.2 Material e Métodos</b> .....	<b>30</b>
2.2.1 Área experimental.....	30
2.2.2 Coleta, transporte e identificação de ácaros .....	31
2.2.3 Análise faunística e flutuação populacional.....	32
<b>2.3 Resultados e discussão</b> .....	<b>33</b>
2.3.1 Injúria nos frutos e presença de ácaros fitófagos.....	33
2.3.3 Flutuação populacional de <i>A. guerreronis</i> e <i>S. furcatus</i> .....	40
<b>2.4 Conclusão</b> .....	<b>43</b>
<b>REFERÊNCIAS</b> .....	<b>44</b>
<b>3 CAPÍTULO II</b> .....	<b>48</b>
<b>FUNGOS ENTOMOPATOGENICOS: IDENTIFICAÇÃO, CONTROLE DE <i>Aceria guerreronis</i> E ANÁLISE DE CUSTO EM PLANTIO COMERCIAL DE <i>Cocos nucifera</i> L. VAR. ANÃO VERDE, NO MUNICÍPIO DE SANTA IZABEL DO PARÁ, PA.</b> .....	<b>48</b>
<b>RESUMO</b> .....	<b>49</b>
<b>ABSTRACT</b> .....	<b>50</b>



<b>3.1 Introdução</b> .....	<b>51</b>
<b>3.2 Material e Métodos</b> .....	<b>53</b>
3.2.1 Caracterização da área .....	53
3.2.2.1 Isolamento dos fungos .....	54
3.2.2.2 Caracterização morfológica.....	54
3.2.2.3 Extração de DNA do fungo .....	55
3.2.2.4 Regiões ITS dos fungos <i>Trichoderma</i> sp. e <i>Metarhizium</i> sp .....	55
3.2.2.5 Amplificação, purificação da PCR e sequenciamento do fungo <i>Purpureocillium</i> sp.....	55
3.2.2.6 Análise filogenética do fungo <i>Metarhizium</i> sp.....	56
3.2.2.7 Análise filogenética do fungo <i>Purpureocillium</i> sp. ....	57
3.2.3 Avaliação do efeito dos fungos .....	57
3.2.3.1 Multiplicação dos fungos entomopatogênicos .....	58
3.2.3.2 Preparação da calda .....	58
3.2.3.3 Aplicação de fungos em campo .....	59
3.2.3.4 Avaliações frutos atacados por <i>A. guerreronis</i> .....	59
3.2.3.5 Avaliação da presença de <i>A. guerreronis</i> .....	60
3.2.3.6 Análise estatística.....	61
3.2.4 Avaliação de custos do controle biológico em relação ao controle químico.....	61
<b>3.3 Resultados</b> .....	<b>62</b>
3.3.1.1 Análise filogenética de <i>Metarhizium anisopliae</i> .....	62
3.3.1.2 Análise filogenética de <i>Purpureocillium lilacinum</i> .....	65
3.3.2 Avaliação do efeito dos fungos .....	68
3.3.3 Custo de aplicação.....	74
<b>3.4 Discussão</b> .....	<b>75</b>
<b>3.5 Considerações finais</b> .....	<b>78</b>
<b>REFERÊNCIAS</b> .....	<b>79</b>

## 1 CONTEXTUALIZAÇÃO

O coqueiro, *Cocos nucifera* L. (Arecaceae), é uma palmeira possivelmente originada entre o extremo sudeste da Ásia e a ilha pacífica de Nova Papua Guiné (PERSLEY, 1992; LEBRUN *et al.*, 1998). Esta palmeira encontra-se amplamente distribuída nas regiões pantropicais (CHAN e ELEVITCH, 2006).

Da família das arecaceas, *C. nucifera* é a única espécie do gênero *Cocos*, e é constituída de duas variedades, a *Typica* (coqueiro gigante) e a *Nana* (coqueiro-anão). A variedade *Nana* é representada pelas subvariedades, vermelha da Malásia, vermelha de Camarões, amarela e verde (ARAGÃO *et al.*, 2001; FERREIRA *et al.*, 2019).

O coqueiro possui importância social e econômica, dos frutos são utilizados a água (albúmen líquido) e o albúmen sólido do qual são produzidos diversos subprodutos que são utilizados na indústria de alimentos e na fabricação de cosméticos. Além disso também é fonte de fibras, utilizadas como material de construção e objeto de decoração (FERREIRA *et al.*, 1998; FONTENELE, 2005).

No cenário mundial, de acordo com os dados da Organização das Nações Unidas para a Alimentação e a Agricultura FAOSTAT (2021), em 2021 o Brasil produziu cerca de 2,46 milhões de toneladas de coco, sendo o quarto maior produtor mundial do fruto, atrás de Índia (14,30 milhões), Filipinas (14,72 milhões) e Indonésia (17,16 milhões). As plantações de coco no Brasil ocupam cerca de 188 mil ha. A região Nordeste responde por 55% da produção nacional, representada pelo estado do Ceará como maior produtor nacional do ano de 2021, contribuindo com a produção de 386,112 mil toneladas do fruto, seguido do estado da Bahia (330,445 mil). A região Sudeste responde por 11,68% da produção, a região Norte responde por 10,62%, sendo o estado do Pará, o terceiro maior produtor nacional e maior produtor da região, possui a maior área cultivada com coco da região Norte, totalizando 17.656 ha e contribui com 95,93% da produção regional com produtividade média de 9.501t/ha (IBGE, 2022).

Dentre os fatores que reduzem a produção estão os insetos-praga que causam prejuízos severos às plantas de coqueiro (FERREIRA *et al.*, 1998), inúmeros artrópodes agem nas diversas fases do desenvolvimento dessa cultura (ALENCAR *et al.*, 2000). A produção contínua de folhas e inflorescências contribui para a presença dos insetos-praga (FERREIRA, 2008), além disso, fatores externos como temperatura, umidade, tratos culturais mal conduzidos e uso incorreto de defensivos agrícolas também favorecem a presença desses artrópodes (LINS

e FERREIRA, 2005). Dos artrópodes praga que atacam o coqueiro, algumas espécies de ácaros fitófagos são encontradas em frutos, se alimentando na região meristemática, causando manchas necróticas. Além disso, causam a queda prematura dos frutos reduzindo significativamente a produtividade da cultura (NAVIA *et al.*, 2013). Nas Américas, as espécies que atacam os frutos são *Aceria guerreronis* Keifer, *Amrineus cocofolius* Flechtmann (Acari: Eriophyidae), *Steneotarsonemus concavuscutum* Lofego & Gondim Jr. e *Steneotarsonemus furcatus* De Leon (Acari: Tarsonemide) (KEIFER, 1965; FERREIRA, *et al.*, 2001; NAVIA *et al.*, 2005; LOFEGO e GONDIM JR., 2006). Dentre essas espécies, *A. guerreronis* representa praga chave da cultura do coqueiro na maioria das áreas de produção (MOORE e HOWARD, 1996).

Os ácaros *A. guerreronis* e *S. furcatus* alojam-se no perianto do fruto. Altas infestações de *A. guerreronis* ocasionam rachaduras com base mais larga e que circundam todo o fruto, porém, no ataque de *S. furcatus* as áreas necróticas não circundam o fruto (LOFEGO e GONDIM JR., 2006; NAVIA *et al.*, 2013). O ácaro *S. concavuscutum* foi identificado no nordeste do Brasil, esse ácaro danifica a epiderme do fruto através de sua alimentação, causa manchas cloróticas que evoluem para necrose, deformação, resinose e morte dos frutos (LOFEGO e GONDIM JR., 2006).

O ácaro-da-mancha-longitudinal, *S. furcatus* pertence à família Tarsonemidae (MORAES e FLECHTMANN, 2008). As fêmeas têm o corpo com formato alongado, elíptico e translúcido, medem cerca de 235 µm de comprimento, as pernas IV apresentam duas setas, o macho é menor com cerca de 166 µm de comprimento (DENMARK e NICKERSON, 1981).

*Steneotarsonemus furcatus* foi encontrado em frutos jovens sob as brácteas no perianto. Este ácaro provoca rachaduras necróticas com fendas longitudinais semelhantes aos sintomas observados para *A. guerreronis*, porém o formato da necrose é longitudinal e não triangular (NAVIA *et al.*, 2005; SILVA *et al.*, 2014).

No Brasil, o ácaro-da-mancha-longitudinal foi relatado em frutos de coco nos estados de Pernambuco (GONDIM JUNIOR *et al.*, 2001; LAWSON-BALAGBO *et al.*, 2008), Minas Gerais, Rio de Janeiro, (NAVIA *et al.*, 2005), Alagoas, Sergipe (NAVIA *et al.*, 2005; LAWSON-BALAGBO *et al.*, 2008), Bahia, Ceará, Maranhão, Pará, Paraíba, Piauí e Rio Grande do Norte (LAWSON-BALAGBO *et al.*, 2008).

O ácaro *S. furcatus* pode permanecer por longos períodos no campo. Apresenta uma gama variada de hospedeiros. Esse ácaro foi relatado por La Torre *et al.* (2005) em plantas como: *Brachiaria plantaginea* (Link) Hitch, *Digitaria decumbens* Stent., *Digitaria sanguinalis* (L.) Scop., *Echinochloa colonum* (L.) Link, *Echinochloa crusgalli* (L.), *Eleusine indica* (L.)

Gaertn, *Oriza sativa* L., *Panicum fasciculatum* Sw., *Panicum reptans* L., *Paspalum lividum* Trin., *Panicum maximum* Jacq., *Paspalum paniculatum* L., *Rottboelia cochinchinensis* (L.), *Sorghum vulgare* Pers., *Sorghum halepense* (L.) Pers.

O ácaro-da-necrose-do-coqueiro, *A. guerreronis*, tem o corpo alongado, semelhante a um verme, de cor branca amarelada, as fêmeas adultas têm de 205–255 µm de comprimento e 36–52 µm de largura (KEIFER, 1965). Uma fêmea pode ovipositar até 66 ovos (MARIAU, 1977; HAQ, 2011), os estágios de desenvolvimento incluem as fases de ovo, larva, ninfa e adulto, essa fase pode durar de 8 a 10, 5 dias (MARIAU, 1977). As populações de *A. guerreronis* se desenvolvem e se alimentam na região meristemática do fruto coberto pelas brácteas (MOORE e HOWARD, 1996).

As populações podem atingir cerca de 7.000 ácaros por fruto (SOUZA *et al.*, 2012). Através da alimentação o ácaro-da-necrose-do-coqueiro causa danos físicos que modificam o epicarpo do fruto, inicialmente apresentam pequenas áreas cloróticas triangulares branco-amareladas na epiderme do fruto próximo à margem externa das brácteas (NAVIA *et al.*, 2013). À medida que o fruto se desenvolve e a população de ácaros cresce, a área clorótica aumenta gradativamente, tornando-se amarronzada e com fendas longitudinais na superfície do fruto levando a necrose (MARIAU, 1977; LIMA *et al.*, 2012, NAVIA *et al.*, 2013). Altas populações reduzem o tamanho do fruto, diminuem a produção da copra (JULIA e MARIAU, 1979) e causam abortamento precoce dos frutos (NAVIA *et al.*, 2013). Os frutos danificados por *A. guerreronis* apresentam redução de peso, tamanho e volume de água e albúmen (MELO *et al.*, 2012; REZENDE *et al.*, 2016). Os danos causados por *A. guerreronis* ocasionam perdas de até 60% da produção (MOORE, 2000; REZENDE *et al.*, 2016).

Ácaros predadores da família Phytoseiidae com hábitos generalistas podem desempenhar um papel importante no controle de *A. guerreronis* em coqueiro, pois existe diversidade de alimentos alternativos presentes na planta (NAVIA *et al.*, 2013). No Brasil, diversas espécies de predadores foram relatadas em plantios de coqueiro em associação com o ácaro-da-necrose-do-coqueiro (GONDIM e MORAES, 2001; NAVIA *et al.*, 2005; LAWSON-BALAGBO *et al.*, 2008; GALVÃO *et al.*, 2011, REIS *et al.*, 2008; SOUZA *et al.*, 2012). Os ácaros *Amblyseius largoensis* (Muma) e *Euseius alatus* De Leon foram testados para o controle de *A. guerreronis*, os resultados sugerem que esses ácaros podem auxiliar no controle no momento da dispersão da praga (GALVÃO *et al.*, 2007; MELO *et al.*, 2009). O ácaro *Neoseiulus baraki* (Athias-Henriot), possui características morfológicas que podem auxiliar no controle de *A. guerreronis*, diversas pesquisas foram realizadas testando esse predador (LIMA

*et al.*, 2012; 2013; 2016; OLIVEIRA *et al.*, 2017). Apesar da importância da família Phytoseiidae, ainda existem muitos habitats pouco explorados em relação à diversidade desses ácaros, como é o caso dos ambientes agricultáveis do bioma Amazônia brasileiro, onde poucos estudos foram realizados (LAWSON-BALAGBO *et al.*, 2008; BOBOT *et al.* 2011; CRUZ *et al.*, 2015; FERREIRA *et al.*, 2018; NORONHA *et al.*, 2020).

Pesquisas com fungos entomopatogênicos têm sido desenvolvidas visando o controle de *A. guerreronis*. Na Índia, os fungos *Hirsutella thompsonii* Fisher e *Hirsutella nodulosa* Petch foram relatados infectando *A. guerreronis* (CABRERA, 2002). Uma formulação comercial apresentou resultados promissores em laboratório e em campo (KUMAR, 2010), testes de laboratório e campo apresentaram resultados positivos com uso de isolados de *H. thompsonii* em associação com adjuvante (KUMAR e SINGH, 2009). No Sri Lanka experimentos realizados com *H. thompsonii* tiveram resultados não muito promissores devido ao crescimento lento do fungo (FERNANDO *et al.*, 2007).

No Brasil a principal estratégia de controle para *A. guerreronis* é o controle químico, cerca de dez ingredientes ativos já foram registrados para essa praga no Ministério da Agricultura e Pecuária (AGROFIT, 2022), alguns estudos mostram que essa técnica é considerada eficaz no controle de *A. guerreronis* (MARIAU e TCHIBOZO 1973; CABRERA 1991; RAMARAJU *et al.* 2002; MOREIRA e NASCIMENTO 2002; MELO *et al.* 2012). Porém, devido ao comportamento da praga, o controle químico pode resultar em falhas, principalmente em função do ácaro encontrar-se protegido pelas brácteas (MOORE 2000; LIMA *et al.*, 2012; Silva *et al.*, 2017) além disso, são necessárias aplicações frequentes, isso aumenta o custo de produção (MOORE e HOWARD, 1996), Rezende *et al.* (2016) testaram a viabilidade econômica de um produto a base de abamectina e concluíram que o uso desse produto é viável economicamente. No entanto, a viabilidade econômica não foi avaliada em relação aos produtos biológicos. Diante disso, visando o controle de pragas e diminuição dos impactos negativos, pesquisas são realizadas utilizando agentes biológicos como ferramentas que sejam benéficas para os seres humanos e organismos não alvos, com redução de resíduos nos alimentos e que favoreçam a biodiversidade nos ecossistemas (LACEY *et al.*, 2001).

No momento em que se discute a produção integrada rumo a uma agricultura sustentável, o controle biológico assume importância cada vez maior em programas de Manejo Integrado de Pragas (MIP) (LACEY *et al.*, 2001; 2015). A produção agrícola brasileira tem crescido progressivamente em resposta às demandas do mercado internacional, que são muito restritivas em relação aos resíduos químicos. Para reduzir os resíduos químicos nas culturas, o

controle biológico apresenta-se como uma alternativa para os requisitos de exportação atendendo também a demanda nacional por programas de MIP (SOARES *et al.*, 2009). Empresas multinacionais produtoras de agrotóxicos perceberam a expansão do mercado de biológicos e, como resultado, têm adquirido empresas envolvidas com micro-organismos entomopatogênicos (PARRA, 2014). O controle biológico inclui diversos grupos de artrópodes (predadores e parasitoides), além dos entomopatógenos (fungos, bactérias, vírus, entre outros) (PARRA, 2002). Ácaros predadores e fungos entomopatogênicos desempenham papel importante no controle biológico de pragas.

A utilização de fungos para o manejo de pragas agrícolas é um método antigo, porém, novas pesquisas e novos isolados fúngicos com potencial para controlar pragas de grande importância econômica são apresentados anualmente, mostrando que o controle microbiano ainda é uma área emergente. O uso de fungos entomopatogênicos auxilia na redução do impacto ambiental relacionado ao uso de agrotóxicos, qualificando o controle biológico como uma prática sustentável e verde (DE SOUZA *et al.*, 2021).

O controle biológico de *A. guerreronis* com fungos entomopatogênicos tem sido estudado na Índia com destaque para o fungo *H. tompsonii* com resultados promissores em laboratório e em campo (RABINDRA e SREERAMA KUMAR, 2003; KUMAR e SINGH, 2009). No Brasil, são poucas as pesquisas sobre o uso de entomopatógenos para controle de *A. guerreronis*.

O Brasil é constituído por seis biomas, com diferentes tipos de vegetação e fauna. Dentre eles, destaca-se bioma Amazônia que ocupa cerca de 49% do território brasileiro, abrange a totalidade dos estados do Acre, Amapá, Amazonas, Pará, Roraima e parte dos estados do Maranhão, Tocantins, Rondônia e Mato Grosso (IBGE, 2021). Nesse bioma o Pará se destaca como o maior produtor de coco.

Estudos com ácaros em coqueiro foram realizados principalmente na região nordeste, inserida no bioma caatinga (LAWSON-BALAGBO *et al.*, 2007a; 2007b; 2008; REIS *et al.*, 2008; GALVÃO *et al.*, 2008; 2011; 2012; LIMA *et al.*, 2012; SOUZA *et al.*, 2012; MELO *et al.*, 2014; 2015).

Considerando a hipótese de que há influência das condições climáticas amazônicas sobre a flutuação populacional da acarofauna associada a frutos do coqueiro da var. anão verde em plantio comercial, e que fungos entomopatogênicos nativos de áreas de plantio de coco anão verde no Pará, apresentam potencial de controle para o ácaro *A. guerreronis*. Portanto, objetivou-se identificar a fauna de ácaros em frutos de plantas de coqueiro anão verde, através

do estudo da flutuação populacional de *A. guerreronis*, *S. furcatus* e predadores, identificação molecular de fungos entomopatogênicos, com potencial para uso como agentes biocontroladores no manejo de ácaros em coqueiro, avaliação do potencial de fungos entomopatogênicos e da viabilidade econômica de aplicação desses fungos como alternativa de controle de *A. guerreronis*.

## REFERÊNCIAS

AGORFIT. (2022). Sistema de Agrotóxicos Fitossanitários do Ministério da Agricultura Pecuária e Abastecimento. Consulta de Praga/Doença. Disponível em: <[http://http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit\\_cons/principal\\_agrofit\\_cons](http://http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons)> Acesso em: 12 de janeiro de 2022.

ARAGÃO, W. M.; ISBERNER, I. V.; CRUZ, E. O. Água-de-coco. Embrapa Tabuleiros costeiros, 2001.32p. (Documentos, n°24)

ALENCAR, J. A.; HAJI, F. N. P.; BARBOSA, F. R. Principais pragas do coqueiro e alternativas de controle. Petrolina: Embrapa Semi-Árido, 2000. 12p. Disponível em: <https://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/133821/1/ID-31376.pdf>

BOBOT, T. D. E.; FRANKLIN, E.; NAVIA, D.; GASNIER, T. R. J.; LOFEGO, A. C.; OLIVEIRA, B. M. D. Mites (Arachnida, Acari) on *Citrus sinensis* L. Osbeck orange trees in the state of Amazonas, Northern Brazil. **Acta Amazonica**, v. 41, p. 557-566, 2011.

CABRERA, R. I. El ácaro del cocotero *Eriophyes guerreronis* su importancia económica y métodos de lucha. **Habana: Estación Nacional de Sanidad de los Citricos y otros Frutales**, 1991.

CABRERA, R. I. Biological Control of the Coconut Mite *Aceria guerreronis* (Acari: Eriophyidae) with the Fungus *H. thompsonii* and Its Possible Integration with Other Control Methods. *In: Proceedings of the Internacional Workshop on Coconut Mite*, p. 89-103, 2002.

CHAN, E.; ELEVITCH, C. R. *Cocos nucifera* (Coconut). Species profiles for Pacific Island. **Agroforestry**, v. 2, p. 1-27, 2006. Disponível em: <http://www.traditionaltree.org>.

CRUZ, W. P.; KRUNG, C.; VASCONCELOS, G. J. N.; MORAES, G. J. Diversity of mites associated with *Raoiella indica* (Acari: Prostigmata) on coconut palms in the central region of the Brazilian Amazonia, with emphasis on the predaceous Phytoseiidae (Acari: Mesostigmata). **Systematic and Applied Acarology**, v. 20, n. 8, p. 875-886, 2015.

DENMARK, H. A.; NICKERSON, E. A tarsonemid mite, *Steneotarsonemus furcatus* De Leon, a serious pest on *Maranta* sp. and *Calathea* sp. (Acarina: Tarsonemidae) [Florida]. *In: Proceedings of the annual meeting of the Florida State Horticultural Society*, v. 94, p. 70-72, 1981.

DE SOUZA, D. S.; BARTH, A. I.; BERTÉ, A. L. W.; BIZARRO, G. L.; HEIDRICH, D.; SILVA, G. L.; MACIEL, M. J. Evaluation of the activity of filamentous fungi isolated from soils of the Pampa biome applied in the biological control of *Tetranychus urticae* (Acari: Tetranychidae) and *Polyphagotarsonemus latus* (Acari: Tarsonemidae). **Experimental and Applied Acarology**, v. 85, n. 1, p. 19-30, 2021.

FERNANDO L. C. P.; MANOJ, P.; HAPUARACHCHI, D. C. L.; EDGINGTON, S. Evaluation of four isolates of *Hirsutella thompsonii* against coconut mite (*Aceria guerreronis*) in Sri Lanka. **Crop Protection**, v. 26, n. 7, p. 1062-1066, 2007.

FERREIRA, C. T.; KRUG, C.; GARCIA, M. V. B.; MORAES, G. J. Leprosis mite and other mite species (Acari) associated to orange groves in Brazilian Central Amazon. **Systematic and Applied Acarology**, v. 23, n. 3, p. 449-462, 2018.

FERREIRA, C. T.; KRUG, C.; MORAES, G. J. Effect of pollen of different plant species on the oviposition of two phytoseiid mites (Acari: Phytoseiidae) commonly found in citrus orchards in the Brazilian Amazonia. **Acarologia**, v. 60, n. 1, p. 22-29, 2020.

FERREIRA, J. A.; SANTOS, J. M.; BREITKREITZ, M. C.; FERREIRA, J. M. S.; LINS, P. M. P.; FARIAS, S. C.; MORAIS, D. R.; ERBELIN, M. N.; BOTTOLI, C. B. G. Characterization of the lipid profile from coconut (*Cocos nucifera* L.) oil different varieties by electrospray ionization mass spectrometry associated with principal component analysis and independent component analysis. **Food research International**, Barkig, v. 123, n. (s. n.), p. 189-197, 2019.

FERREIRA, J. M. S. Manejo integrado de pragas do coqueiro. **Ciência Agrícola**, v. 8 n. 1, p. 21-29, 2008.

FERREIRA, J. M. S.; DE ARAÚJO, R. P. C.; SARRO, F. B. Mancha-anelar-do-fruto-do-coqueiro: agente causal e danos. Embrapa Tabuleiros Costeiros, 2001, 20p. (Documentos, Nº 27). Disponível em: <http://www.infoteca.cnptia.embrapa.br/infoteca/handelle/doc/370866>.

FERREIRA, J. M. S.; LIMA, M. F.; SANTANA, D. L. Q.; MOURA, J. I. L.; SOUZA, L. A. Pragas do coqueiro. In: BRAGA SOBRINHO, R.; CARDOSO, J. E.; FREIRE, F. C. O. (Eds.) Pragas de frutíferas tropicais de importância agroindustrial. Brasília: Embrapa-SPI; Fortaleza: Embrapa-CNPAT, p. 81-118, 1998.

FONTENELE, R. E. S. Cultura do coco no Brasil: caracterização do mercado atual e perspectivas futuras. In: Congresso do saber “Instituições, eficiência, gestão e contratos no sistema agroindustrial”, XLIII., 2005, Ribeirão Preto: Sociedade Brasileira de Economia e Sociologia Rural, 2005.

FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION - FAO. Estatísticas - FAOSTAT. Roma: FAO, 2021. Disponível em: <http://faostat.fao.org/>. Acesso em: 11 de janeiro de 2022.

GALVÃO, A. S.; GONDIM JR, M. G. C.; MICHEREFF, S. J. Escala diagramática de dano de *Aceria guerreronis* Keifer (Acari: Eriophyidae) em coqueiro. **Neotropical Entomology**, v. 37, p. 723-728, 2008.



GALVÃO, A. S.; GONDIM JR., M. G. C.; MELO, J. W. S. Distribution of *Aceria guerreronis* and *Neoseiulus baraki* among and coconut bunches in northeast Brazil. **Experimental and Applied Acarology**, v. 54, n. 4, p. 373-384, 2011.

GALVÃO, A. S.; GONDIM JR, M. G. C.; MORAES, G. J. D.; OLIVEIRA, J. V. D. Biologia de *Amblyseius largoensis* (Muma) (Acari: Phytoseiidae), um potencial predador de *Aceria guerreronis* Keifer (Acari: Eriophyidae) em coqueiro. **Neotropical Entomology**, v. 36, p. 465-470, 2007.

GONDIM JR, M. G. C.; OLIVEIRA, J. V. Ácaros de fruteiras tropicais: Importância econômica, identificação e controle. In: MICHEREFF, S. J.; BARROS, R. (Eds). Proteção de plantas na agricultura sustentável. Recife: Universidade Federal Rural de Pernambuco, Imprensa Universitária, p. 17-355, 2001. 424p.

GONDIM JR, M. G. C.; DE MORAES, G. J. Phytoseiid mites (Acari: Phytoseiidae) associated with palm trees (Arecaceae) in Brazil. **Systematic and Applied Acarology**, v. 6, n.1, p. 65-94, 2001.

HAQ, M. A. Coconut destiny alter the invasion of *Aceria guerreronis* in India. In: de MORAES, G. J. PROCTOR H (Eds.). Acarology XIII: proceedings of the international congress. Zoosymposia, v. 6, p. 160–169, 2011.

HOY, M. A. Agricultural Acarology: Introduction to Integrated Mite Management. CRC Press, 407p., 2011.

INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATISTICA. IBGE SIDRA-Lavoura permanente. Disponível em: <http://www.ibge.gov.br/estadosat/>. Acesso em: 12 de janeiro de 2022.

INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATISTICA. IBGE BIOMAS. Disponível em <https://www.ibge.gov.br/geociencias/cartas-e-mapas/informacoes-ambientais/15842-biomas/>. Acesso em: 21 de março de 2021.

JULIA, J. F.; MARIAU, D. Nouvelles recherche' en Côte d'Ivoire sur *Eriophyes guerreronis* K., acarien ravageur des noix du cocotier. **Oléagineux**, v. 34, p. 181–189, 1979.

KEIFER, H. H. Eriophyid Studies. Bureau of Entomology, California Department of Agriculture, Sacramento, 1965. 20p.

KUMAR, P. S.; SINGH, L. Enabling mycelial application of *Hirsutella thompsonii* for managing the coconut mite. **Experimental and Applied Acarology**, v. 46, n. 169, p. 1-4, 2009.

KUMAR, P. S. *Hirsutella thompsonii* as a mycoacaricide for *Aceria guerreronis* on coconut in India: research, development, and other aspects. In: **Trends in Acarology: Proceedings of the 12th International Congress**. Springer Netherlands, p. 441-444, 2010.

LACEY, L. A.; FRUTOS, R.; KAYA, H. K.; VAIL, P. Insect pathogens as biological control agents: do they have a future? **Biological Control**, v. 21, n. 3, p. 230-248, 2001.

LACEY, L. A.; GRZYWACZ, D.; SHAPIRO-ILAN, D. I.; FRUTOS, R.; BROWNBRIDGE, M.; GOETTEL, M. S. Insect pathogens as biological control agents: back to the future. **Journal of Invertebrate Pathology**, v. 132, p. 1-41, 2015.

LA TORRE, P. D.; ALMAGUEL, L.; BOTTA, E.; CÁCERES, I. Plantas hospedantes de *Steneotarsonemus furcatus* De Leon (Acari: Tarsonemidae) en Cuba. **Neotropical Entomology**, v. 34, p. 517-519, 2005.

LAWSON-BALAGBO, L. M.; GONDIM JR, M. G. C.; MORAES, G. J.; HANNA, R.; SCHAUSBERGER, P. Life history of the predatory mites *Neoseiulus paspalivorus* e *Proctolaelaps bickleyi*, candidates for control biological *Aceria guerreronis*. **Experimental and Applied Acarology**, v. 43, p. 49-51, 2007a.

LAWSON-BALAGBO, L. M.; GONDIM JR, M. G. C.; MORAES, G. C.; SCHAUSBERGER, P. Refuge use by the coconut mite *Aceria guerreronis*: fine scale distribution and association with other mites under the periant. **Biological Control**, v.43, p.102-110, 2007b.

LAWSON-BALAGBO, L. M.; GONDIM JR, M. G. C.; MORAES, G. J.; HANNA, R.; SCHAUSBERGER, P. Exploration of the acarine fauna on coconut palm in Brazil with emphasis on *Aceria guerreronis* (Acari: Eriophyidae) and its natural enemies. **Bulletin of Entomological Research**, v. 98, n. 1, p. 83-96, 2008.

LEBRUN, P.; GRIVET, L.; BAUDOIN, L. Dissemination et domestication du cocotier a la lumière des marqueurs RFLP. **Plantations Recherche Developpement**, v. 5, n. 1, p. 233-245, 1998.

LIMA, D. B.; MELO, J. W. S.; GONDIM JR, M. G. C.; MORAES, G. J. Limitations of *Neoseiulus baraki* and *Proctolaelaps bickleyi* as control agents of *Aceria guerreronis*. **Experimental and Applied Acarology**, v. 56, p. 233-246, 2012.

LIMA, D. B.; MELO, J. W.; GUEDES, R. N.; SIQUEIRA, H. A.; PALLINI, A.; GONDIM JR, M. G. Survival and behavioural response to acaricides of the coconut mite predator *Neoseiulus baraki*. **Experimental and Applied Acarology**, v. 60, p. 381-393, 2013.

LIMA, D. B.; MELO, J. W.; GONDIM JR, M. G.; GUEDES, R. N.; OLIVEIRA, J. E. Population-level effects of abamectin, azadirachtin and fenpyroximate on the predatory mite *Neoseiulus baraki*. **Experimental and Applied Acarology**, v. 70, p. 165-177, 2016.

LINS, P. M. P.; FERREIRA, J. M. S. Produção Integrada de coco: práticas fitossanitárias. In: POLTRONIERI, L. S.; TRINDADE, D. R.; SANTOS, I. P. (Eds.). **Pragas e doenças de cultivos amazônicos**. Belém, PA: Embrapa Amazônia Oriental, p. 336-371, 2005.

LOFEGO, A. C.; GONDIM JR, M. G. C. A new species of *Steneotarsonemus* (Acari: Tarsonemidae) from Brazil. **Systematic and Applied Acarology**, v. 11, n. 2, p. 195-203, 2006.

MARIAU, D.; TCHIBOZO, H.M. (1973) Essais de lute chimique contre *Aceria guerreronis* (Keifer). **Oléagineux** v.28, p.133-135, 1973.

MARIAU, D. *Aceria (Eriophyes) guerreronis*: un important ravageur des cocoteraies africaines et américaines. **Oléagineux**, v. 32, p. 101–108, 1977.

MELO, J. W. S.; DOMINGOS, C. A.; GONDIM JR, M. G.; MORAES, G. J. Pode *Euseius alatus* De Leon (Acari: Phytoseiidae) preda *Aceria guerreronis* Keifer (Acari: Eriophyidae) em coqueiro?. **Neotropical Entomology**, v. 38, p. 139-1443, 2009.

MELO, J. W. S.; DOMINGOS, C. A.; PALLINI, A.; OLIVEIRA, J. E. M.; GONDIM JR, M. G. Removal of bunches or spikelets is not effective for the control of *Aceria guerreronis*. **HortScience**, v. 47, n. 5, p. 626-630, 2012.

MELO, J. W. S.; LIMA, D. B.; SABELIS, M. W.; PALLINI, A.; GONDIM JR, M. G. C. Limits to ambulatory displacement of coconut mites in absence of food-related cues. **Experimental and Applied Acarology**, v. 62, p. 449-461, 2014.

MELO, J. W. S.; LIMA, D. B.; STAUDACHER, H.; SILVA, F. R.; GONDIM JR., M. G. C.; SABELIS, M. W. Evidence of *Amblyseius largoensis* and *Euseius alatus* as biological control agent of *Aceria guerreronis*. **Experimental and Applied Acarology**, v. 67, n. 3, p. 411-421, 2015.

MOORE, D.; HOWARD, F. W. Coconuts. In: LINDQUIST, E. E.; BRUIN, J.; SABELIS, M. W. **Eriophyoid Mites: Their Biology, Natural Enemies and Control**. Amsterdam, Elsevier, p. 561-570, 1996

MOORE, D. Non-Chemical Control of *Aceria guerreronis* on Coconuts. In: **Proceedings of the International Workshop on Coconut Mite**, p. 63-70, 2000.

MORAES, G. J. D.; FLECHTMANN, C. H. W. Manual de acarologia: acarologia básica e ácaros de plantas cultivadas no Brasil, 2008. 308p.

MOREIRA, J. O. T.; NASCIMENTO, A. R. P. Avaliação da eficiência de acaricidas isolados e em mistura no controle do ácaro-da-necrose-do-coqueiro *Aceria guerreronis* Keifer, 1965 (Prostigmata: Eriophyidae) no Vale do São Francisco. *Revista Brasileira de Fruticultura*, v. 24, p.72–76, 2002

NÁVIA, D. E.; MORAES, G. J.; LOFEGO, A. C.; FLECHTMANN, C. H. W. Acarofauna associada a frutos de coqueiro (*Cocos nucifera* L.) de algumas localidades das Américas. **Neotropical Entomology**, v. 34, p. 349-354, 2005.

NAVIA, D.; GONDIM JR., M. G. C.; ARATCHIGE, N. S.; MORAES, G. J. A review of the status of the coconut mite, *Aceria guerreronis* (Acari: Eriophyidae), a major tropical mite pest. **Experimental and Applied Acarology**, v. 59, p. 67-94, 2013.

NORONHA, A. C. S.; MINEIRO, J. L.; FERLA, N. J.; CASTRO, T. M.; SILVA, G. L.; LOFEGO, A. C.; AZEVEDO, A. O. Mites associated with *Byrsonima crassifolia* (L.) Kunth (Malpighiaceae) in the state of Pará, Brazil. **Entomological Communications**, v. 2, p. ec02026, 2020.

OLIVEIRA, N. N.; GALVAO, A. S.; AMARAL, E. A.; SANTOS, A. W.; SENA-FILHO, J. G.; OLIVEIRA, E. E.; TEODORO, A. V. Toxicity of vegetable oils to the coconut mite *Aceria guerreronis* and selectivity against the predator *Neoseiulus baraki*. **Experimental and Applied Acarology**, v. 72, p. 23-34, 2017.

PARRA, J. R. P. **Controle biológico no Brasil: parasitoides e predadores**. Barueri, Editora Manole Ltda., 2002. 609p.

PARRA, J. R. P. Biological control in Brazil: an overview. **Scientia Agricola**, v. 71, p. 420-429, 2014.

PERSLEY, G. J. Replanting the tree of life: towards an international agenda for coconut palm research. CAB International, Wallingford, 1992.

RABINDRA, R. J.; SREERAMA KUMAR, P. Prospects of biological control of coconut mite. *In*: SINGH, H. P.; RETHINAM, P. (Eds.) **Coconut eriophyid mite: issues and strategies. Proceedings of the international workshop on coconut mite**. Bangalore, p. 35–42, 2003.

RAMARAJU, K.; NATARAJAN, K.; BABU, P. C. S.; PALNISAMY, S.; RABINDRA, R. J. Studies on coconut eriophyid mite, *Aceria guerreronis* Keifer in Tamil Nadu, India. *In*: FERNANDO, L. C. P, DE MORAES, G. J, WICKRAMANANDA, I. R. (eds.). Proceedings of the International Workshop on Coconut Mite (*Aceria guerreronis*). Coconut Research Institute, Lunuwila, p. 13–31, 2002.

REIS, A. C.; GONDIM JR, M. G. C.; MORAES, G. J.; HANA, R.; SCHAUSBERGER, P.; LAWSON-BALAGBO, L. M.; BARROS, R. Population dynamics of *Aceria guerreronis* Keifer (Acari: Eriophyidae) and associated predators on Coconut fruits in northeastern Brazil. **Neotropical Entomology**, v. 37, p. 457-462, 2008.

REZENDE, D., MELO, J. W., OLIVEIRA, J. E., GONDIM, M. G. Estimated crop loss due to coconut mite and financial analysis of controlling the pest using the acaricide abamectin. **Experimental and Applied Acarology**, v. 69, p. 297-310, 2016.

SOARES, M. A.; GUTIERREZ, C. T.; ZANUNCIO, J.C., PEDROSA, A. R. P.; LORENZON, A. S. Superparasitismo de *Palmistichus elaeisis* (Hymenoptera: Eulophidae) y comportamiento de defensa de dos hospederos. **Revista Colombiana de Entomología**, v. 35, n. 1, p. 62-65, 2009.

SOUZA, I. V.; GONDIM JR, M. G. C.; RAMOS, A. L. R.; SANTOS, E. A.; FERRAZ, M. I. F.; OLIVEIRA, A. R. Population dynamics of *Aceria guerreronis* (Acari: Eriophyidae) and mites associated with coconut fruits in Una, state of Bahia, northeastern Brazil. **Experimental and Applied Acarology**, v. 58, p. 221-223, 2012.

SILVA, R. V.; NARITA, J. P. Z.; VICHITBANDHA, P.; CHANDRAPATYA, A.; KONVIPASRUANG, P.; KONGCHUENSIN, M.; MORAES, G. J. Prospection for predatory mites to control coconut pest mites in Thailand, with taxonomic descriptions of collected Mesostigmata (Acari). **Journal of Natural History**, v. 48, p.699–719. 2014.

SILVA, V. F.; FRANÇA, G. V.; MELO, J. W. S.; GUEDES, R. N. C.; GONDIM JR, M. G. C. Targeting hidden pests: acaricides against the coconut mite *Aceria guerreronis*. **Journal of Pest Science**, v. 90, n. 1, p. 207-215, 2017.

## **2 CAPITULO I**

**Acarofauna associada a frutos de coqueiro (*Cocos nucifera* L.) em área comercial no estado do Pará, Amazônia, Brasil<sup>1</sup>**

### **RESUMO**

---

<sup>1</sup> Artigo publicado na Revista SYSTEMATIC AND APPLIED ACAROLOGY. Fator de Impacto 1.421

## RESUMO

*Aceria guerreronis* Keifer e *Steneotarsonemus furcatus* De Leon são ácaros fitófagos que atacam os frutos do coqueiro. Esses ácaros estabelecem suas colônias sob as brácteas no perianto onde se alimentam, causando necrose, resultando em perda da qualidade e valor comercial dos frutos. Phytoseiidae é considerada a família mais importante no controle de ácaros-praga. Eles estão distribuídos em todos os biomas brasileiros. O bioma Amazônia ocupa cerca de 49% do território brasileiro, nesta região, o coqueiro é uma das culturas mais cultivadas, porém a diversidade de ácaros ainda é pouco conhecida. Assim, o presente estudo investigou a diversidade e sazonalidade de ácaros durante um ano (Out/2019 a Set/2020) em frutos de coqueiro em uma área de cultivo na Amazônia Oriental Brasileira. Os índices faunísticos foram calculados com o programa ANAFAU, a abundância e diversidade dos fitoseídeos foram analisadas com o software EstimateS. Os resultados demonstraram que à medida que a fruta envelhece, a quantidade de frutas danificadas aumenta. Os ácaros coletados foram representados por Oribatida (20), Rhodacaroidea (14), Eriophyidae (473.904), Phytoseiidae (147), Tarsonemidae (133), Ascidae (122), Bdellidae (110), Tydeidae (59), Cunaxidae (7), Eupodidae (7), Cheyletidae (5), Blattisociidae (4) e Cryptognathidae (1). Durante todo o período de coleta, *A. guerreronis* e *S. furcatus* foram encontrados em frutos com e sem injúrias durante todo o período de coleta, sendo *A. guerreronis* a espécie mais abundante. Ácaros predadores da família Phytoseiidae foram encontrados nas 12 coletas, totalizando 147 espécimes distribuídos em oito espécies. *Amblyseius aerialis* (Muma) foi a espécie predadora predominante. O pico populacional de *A. guerreronis* e *S. furcatus* ocorreu em períodos distintos, embora ambas as espécies tenham sido amostradas em períodos de alta precipitação, sugerindo adaptação às condições climáticas da região. A ocorrência desses ácaros foi mais comum nos meses de temperaturas mais elevadas. O ácaro *A. aerialis* foi encontrado nas 12 avaliações realizadas, com maior ocorrência nos meses de outubro de 2019 e agosto de 2020. Compreender a diversidade, abundância e flutuações populacionais de ácaros-praga e seus inimigos naturais em coqueiros é fundamental para o desenvolvimento de estratégias de manejo integrado de pragas.

**PALAVRAS-CHAVE:** *Aceria guerreronis*. Bioma Amazônia. *Steneotarsonemus furcatus*. ácaro do coco. Phytoseiidae

## ABSTRACT

*Aceria guerreronis* Keifer and *Steneotarsonemus furcatus* De Leon are phytophagous mites that attack coconut fruits. These mites establish their colonies under the bracts in the perianth where they feed, causing necrosis and a loss of fruit quality and commercial value. Phytoseiidae is considered the most important family for the control of pest mites. They are distributed across all Brazilian biomes. The Amazon biome occupies about 49% of the Brazilian territory, in this region, the coconut tree is one of the most cultivated crops, but the diversity of mites is still little known. Thus, the present study investigated the diversity and seasonality of mites in coconut fruits in the Eastern Amazon production region throughout the year. The faunistic indices were calculated using the program ANAFAU, and the abundance and diversity of phytoseiids were analyzed using the software EstimateS. As the fruit ages, the quantity of injured fruits increases. The mites collected belonged to the families: Oribatida (20), Rhodacaroidea (14), Eriophyidae (473,904), Phytoseiidae (147), Tarsonemidae (133), Ascidae (122), Bdellidae (110), Tydeidae (59), Cunaxidae (7), Eupodidae (7), Cheyletidae (5), Blattisociidae (4), and Cryptognathidae (1). Throughout the collection period, *A. guerreronis* and *S. furcatus* were detected on fruits with and without damage, with *A. guerreronis* being the most prevalent. Predatory mites of the Phytoseiidae family were sampled from 12 collections, totaling 147 specimens distributed across eight species. *Amblyseius aerialis* (Muma) was the predominant predator species. The peak population of *A. guerreronis* and *S. furcatus* occurred in different periods, although both species were sampled during periods of high precipitation, suggesting adaptation to the climatic conditions of the region. The occurrence of these mites was more common in months with higher temperatures. The mite *A. aerialis* was discovered in 12 evaluations, with a greater occurrence in October 2019 and August 2020. Understanding the diversity, abundance, and population fluctuations of pest mites and their natural enemies in coconut plants is critical for developing integrated pest management strategies.

**Keywords:** *Aceria guerreronis*. Amazon biome. *Steneotarsonemus furcatus*. coconut mite. Phytoseiidae

## 2.1 Introdução

O ácaro-do-coqueiro *Aceria guerreronis* Keifer (Eriophyidae) é a principal praga em plantações de coco (*Cocos nucifera* L.) na América, Ásia e África (LAWSON-BALAGBO *et al.*, 2008; NAVIA *et al.*, 2013). Suas colônias se desenvolvem no interior das brácteas no perianto, onde se alimentam do conteúdo celular. O ataque desse ácaro resulta no desenvolvimento de manchas triangulares branco-amareladas na epiderme dos frutos que se tornam necróticas à medida que o ataque avança (NAVIA *et al.*, 2013). *Steneotarsonemus furcatus* De Leon (Tarsonemidae) é outra espécie de ácaro fitófago que ocorre sob as brácteas dos coqueiros, tem o mesmo hábito alimentar de *A. guerreronis* e causa necrose em frutos com estrias longitudinais (NAVIA *et al.*, 2005).

Diversas espécies de ácaros predadores das famílias Ascidae, Bdellidae, Cheyletidae e Phytoseiidae foram relatadas em coqueiros associados a *A. guerreronis* e *S. furcatus* (LAWSON-BALAGBO *et al.*, 2007a; 2008). Os ácaros fitoseídeos são considerados os mais importantes inimigos naturais dos ácaros-praga (HELLE e SABELIS 1985; McMURTRY *et al.*, 2013). Algumas espécies como *Neoseiulus baraki* Athias-Heriot e *Neoseiulus paspalivorus* De Leon têm sido relatadas como potenciais agentes de controle de *A. guerreronis*, por apresentarem morfologia para andar sob as brácteas (LAWSON-BALAGBO *et al.* 2007b; LIMA *et al.*, 2012). Por outro lado, as espécies *Amblyseius largoensis* (Muma) e *Euseius alatus* De Leon apresentam características que dificultam o acesso sob as brácteas, contudo podem auxiliar para o controle de *A. guerreronis* durante o seu processo de dispersão (GALVÃO *et al.*, 2007; MELO *et al.*, 2009; 2015). Um estudo recente de resposta funcional sugeriu que o predador *Amblyseius aerialis* (Muma) tem potencial para controlar o ácaro-do-coqueiro (FERREIRA *et al.*, 2022). Outras espécies de fitoseídeos como, *N. baraki*, *N. paspalivorus* e *Proctolaelaps bickleyi* Bram (Melicharidae) mostraram a capacidade de se desenvolver e se reproduzir quando se alimentam de *A. guerreronis* (LAWSON-BALAGBO *et al.* 2007b; LIMA *et al.*, 2012).

No Brasil, a fauna de fitoseídeos é bastante diversificada com 256 espécies identificadas até setembro de 2021 (DEMITE *et al.*, 2021). O território brasileiro é formado por seis biomas com diferentes tipos de vegetação e fauna: Amazônia, Caatinga, Cerrado, Pampa, Mata Atlântica e Pantanal. O Bioma Amazônia representa cerca de 49% do território brasileiro, abrangendo a totalidade dos estados do Acre, Amapá, Amazonas, Pará, Roraima, Rondônia e parte dos estados do Maranhão, Tocantins e Mato Grosso (IBGE, 2021). Nesse bioma, o Pará



se destaca como terceiro maior produtor de coco do Brasil, contribuindo com 11,56 % da produção nacional e maior produtor de coco da Amazônia, responsável por aproximadamente 90% da produção de frutos (IBGE, 2022). No entanto, a acarofauna associada ao coco no estado Pará ainda é pouco explorada. Lawson-Balagbo *et al.* (2008), em levantamento sobre a acarofauna do coqueiro, em cinco municípios do Pará, relataram a ocorrência de duas espécies de ácaros fitófagos, seis espécies com outros hábitos alimentares e quatorze espécies predadoras. Phytoseiidae responde por oito espécies predadoras. Algumas espécies de fitoseídeos podem ser eficientes no controle de ácaros fitófagos que atacam os frutos do coqueiro (GALVÃO *et al.*, 2012; LIMA *et al.*, 2012; DE SOUZA *et al.*, 2012; MELO *et al.*, 2014; 2015). O conhecimento da diversidade desses grupos em áreas de cultivo de coco é essencial, para desempenhar um papel importante no controle de pragas do coqueiro. Muitos dos estudos com ácaros concentram-se na região nordeste, especialmente no bioma Caatinga (GONDIM JR e OLIVEIRA 2001; LAWSON-BALAGBO *et al.*, 2007a; 2007b; 2008; GALVÃO *et al.*, 2008; 2011; 2012; LIMA *et al.*, 2012; DE SOUZA *et al.*, 2012; MELO *et al.*, 2014; 2015). O conhecimento sobre a acarofauna em coqueiros no bioma Amazônia é necessário e ainda pouco explorado. Assim, o presente estudo investigou a diversidade e sazonalidade de ácaros em frutos de coqueiro em área de cultivo comercial no estado do Pará, Amazônia Oriental.

## **2.2 Material e Métodos**

### **2.2.1 Área experimental**

A prospecção em campo foi realizada em área comercial de coqueiro anão verde, localizada no município de Santa Isabel do Pará, estado do Pará, pertencente a fazenda Reunidas SOCOCO S. A. Agroindústria da Amazônia (01° 13' 40,16" Sul; 48° 02' 54,35" Oeste). A região é caracterizada por altos índices pluviométricos de até 3.000 mm anuais e umidade relativa média de 80% (DUBREUIL *et al.*, 2018). A classificação climática do município de Santa Isabel, segundo Köppen-Geiger é do tipo Af1, com período chuvoso de janeiro a maio (inverno amazônico) e período menos chuvoso de junho a dezembro (verão amazônico) (Martorano *et al.*, 1993).

A área de cultivo comercial foi implantada em 2012 com 2.974 plantas, distribuídas em 90 linhas, contendo 33 plantas/linha. Para a coleta de ácaros foram selecionadas as 40 primeiras linhas, e em cada coleta foram selecionadas aleatoriamente 20 plantas para amostragem de

ácaros. As plantas da bordadura não foram consideradas por estarem próximas a estrada e poderiam sofrer interferência de qualquer fator não controlado (vento, acúmulo de areia na superfície dos frutos, etc.). Durante o período amostral (outubro de 2019 a setembro de 2020) as plantas não receberam aplicação de inseticidas e/ou acaricidas químicos.

### 2.2.2 Coleta, transporte e identificação de ácaros

Ao todo foram avaliadas 240 plantas e coletados 2.090 frutos dos cachos 13 a 17 para amostragem de ácaros. Aproximadamente nove frutos com e sem sinais de injúrias por ácaros foram coletados de cada planta nos cachos 13, 14, 15, 16 e 17. Nas plantas os frutos foram quantificados nos cachos, quanto a presença de injúrias causadas por *S. furcatus* (manchas cloróticas ou necróticas saindo das brácteas no sentido longitudinal do fruto) e *A. guerreronis* (manchas cloróticas triangulares saindo das brácteas) e ataque de ambos no mesmo fruto e frutos sem injúrias (Figura 1). Dois frutos selecionados aleatoriamente foram retirados dos cachos 13, 14, 15, 16 e 17 para amostragem de ácaros. Os frutos foram separados em sacos plásticos, identificados e avaliados no laboratório Fitossanitário da empresa SOCOCO.

Figura 1- Frutos de *Cocos nucifera*: sem ataque de ácaros (A), com injúria de *Steneotarsonemus furcatus* (B), com injúria de *Aceria guerreronis* (C) e com injúria ocasionada pelas duas espécies de ácaros (D), em plantio comercial de coqueiro no município de Santa Isabel do Pará-PA. Amazônia Oriental, Brasil.



Fonte: A autora (2023)

No laboratório, um microscópio estereoscópico, foi utilizado para avaliar a superfície dos frutos e detectar a presença de ácaros. Em seguida, os ácaros foram coletados com pincel de cerdas finas e transferidos para tubos Eppendorf rotulados contendo álcool 70% (v/v). Posteriormente, as brácteas dos frutos foram cuidadosamente destacadas. Brácteas e perianto

foram observados em microscópio estereoscópico e todos os ácaros encontrados foram removidos e transferidos para tubos Eppendorf rotulados contendo álcool 70% (v/v).

A contagem de *A. guerreronis* foi realizada de acordo com a metodologia de Reis *et al.* (2008), em um recipiente de acrílico com base de 2,8 x 2,8 cm e 2,00 cm de altura. A base foi dividida em 49 quadrados de 0,4 x 0,4 cm, dos quais foram selecionados oito quadrados equidistantes. Uma gota de Tween 80 0,1% foi adicionada ao recipiente contendo o ácaro (1mL de álcool 70%) para quebrar a tensão superficial, o recipiente foi agitado para promover a suspensão dos ácaros e o mesmo foi depositado sobre a placa de acrílico. Após um minuto, os ácaros foram contados em estereomicroscópio. Os ácaros foram quantificados nos oito quadrados selecionados da placa. O número total de *A. guerreronis* foi estimado por extrapolação, multiplicando o total de ácaros nos oito quadrados por 49 e dividindo o total por oito. Os ácaros pertencentes as demais famílias foram montados em meio de Hoyer (MORAES e FLECHTMANN, 2008). Os espécimes da família Phytoseiidae foram depositados no acervo do Laboratório de Acarologia da Universidade do Vale do Taquari (Univates), Lajeado-RS.

### 2.2.3 Análise faunística e flutuação populacional

O software ANAFU (MORAES *et al.*, 2003) foi usado para calcular os índices biológicos como riqueza, diversidade e equitabilidade, com o uso dos índices de Shannon ( $H'$ ) e o índice de Margalef ( $D_{MG}$ ) e agrupar as espécies de acordo com a abundância, dominância, frequência e constância.

A abundância e diversidade de fitoseídeos foram inicialmente analisadas por meio de curvas de rarefação e sobreposição de seus respectivos intervalos de confiança de 95%. O software EstimateS foi usado para criar a curva plotando o número de espécies coletadas em função do número de espécimes coletados mensalmente.

O número de *A. guerreronis* e *S. furcatus* coletados foram submetidos à análise estatística não paramétrica por correlação de Spearman, onde a flutuação populacional dos ácaros em nível de família foi correlacionada com as condições climáticas, a fim de estimar sua possível influência na dinâmica populacional de ácaros. Os dados meteorológicos foram obtidos do banco de dados da estação meteorológica da SOCOCO e do Instituto Nacional de Meteorologia – INMET.

## 2.3 Resultados e discussão

### 2.3.1 Injúria nos frutos e presença de ácaros fitófagos

Frutos dos cachos 13 ao 17 foram avaliados em 240 plantas, totalizando 8818 frutos, destes foram coletados 2090, dos quais 78,85% deles corresponderam a frutos sem injúrias, 10,43% corresponderam a frutos com injúrias causadas por *A. guerreronis*, 7,70% com injúrias causadas por *S. furcatus* e 3,01% com injúrias causadas por ambas as espécies fitófagas (Tabela 1).

Colônias de ambos os ácaros fitófagos foram encontradas em 345 frutos; 74,78% correspondem a frutos com colônias de *A. guerreronis*, 9,56% com colônias de *S. furcatus* e 15,65% com colônias de ambas as espécies. O maior número de frutos com colônias foi observado no cacho 17 (Tabela 2). A quantidade de frutos com injúrias aumentou de acordo com a idade do cacho. Por exemplo, no cacho mais velho (17) foi detectado a maior quantidade de frutos com danos, resultando em um número baixo de frutos em comparação com os demais cachos. Esse padrão de distribuição de dano foi compatível com o que foi relatado por outras pesquisas (FERNANDO *et al.*, 2003; GALVÃO *et al.*, 2011, MELO *et al.*, 2012).

Tabela 1- Número de frutos avaliados na planta e amostrados nos cachos 13 a 17 para injúrias de *Aceria guerreronis* e *Steneotarsonemus furcatus* em área de plantio comercial de *Cocos nucifera* L. var. anão verde, no período de outubro de 2019 a setembro de 2020, no município de Santa Izabel do Pará-PA.

Avaliação na planta		N° do Cacho					Total
		13	14	15	16	17	
Frutos no cacho	Sem injúrias	1857	1725	1609	1380	1217	7788
	Com injúrias	16	83	192	294	445	1030
	Total	1873	1808	1801	1674	1662	8818
Frutos coletados (%)	Sem injúrias	97,64	90,63	78,92	68,23	58,27	78,85
	Injúria de <i>A.</i> <i>guerreronis</i>	1,42	4,33	10,54	15,76	20,38	10,43
	Injúria de <i>S. furcatus</i>	0,94	3,61	7,96	11,58	14,63	7,70
	Injúria de <i>A.</i> <i>guerreronis</i> associado a						
	<i>S. furcatus</i>	0,00	1,44	2,58	4,43	6,71	3,01

Total de frutos coletados	424	416	427	406	417	2090
---------------------------	-----	-----	-----	-----	-----	------

Fonte: A autora (2023)

*Aceria guerreronis* foi encontrado em 312 frutos, 35,89% correspondeu a frutos sem injúrias e 32,37% a frutos com injúrias de *A. guerreronis* (Tabela 2). Este ácaro tem potencial para atingir níveis populacionais que podem causar danos significativos em diferentes áreas de produção de coco no Brasil (LAWSON-BALAGBO *et al.*, 2008). Verifica-se neste trabalho que os ácaros estão presentes tanto em frutos sem injúria quanto com injúrias, a infestação por *A. guerreronis* possivelmente ocorre pela ação do vento (GALVÃO *et al.*, 2012; MELO *et al.*, 2012) ou por foresia, conduzidos pelos artrópodes (GALVÃO *et al.*, 2012). Melo *et al.* (2012) observaram que produtos à base de abamectina aplicados em intervalos maiores que os recomendados no Brasil mantiveram baixos os níveis de danos por *A. guerreronis*.

*Steneotarsonemus furcatus* foi encontrado em 87 frutos, 35,63% correspondem a frutos sem injúrias. Esse ácaro tarsonemídeo foi encontrado em menor frequência e em menor número em relação aos frutos com colônias de *A. guerreronis*. No Brasil, *S. furcatus* é amplamente distribuído nas regiões de produção de coco (NAVIA *et al.*, 2005; LAWSON-BALAGBO *et al.*, 2008), provavelmente tem o potencial de causar dano ao coco tanto quanto *A. guerreronis* (ou seja, diminuição na qualidade dos frutos e /ou perdas de produtividade) mas ainda não é considerado uma grande ameaça à cultura do coqueiro (OCHOA *et al.*, 1991; NAVIA *et al.*, 2005).

Em 54 frutos, com e sem injúrias, foram encontradas colônias de *A. guerreronis* em associação com *S. furcatus* (Tabela 2). Além desses, o ácaro *Steneotarsonemus concavuscutum* Lofego & Gondim Jr. (Tarsonemidae) compartilha do mesmo micro-habitat e causa danos semelhantes no fruto (NAVIA *et al.*, 2005; LOFEGO e GONDIM Jr., 2006). A presença simultânea de várias espécies de herbívoros pode afetar a atratividade das plantas aos inimigos naturais de uma das espécies e diminuir o desempenho do inimigo natural (LIMA *et al.*, 2017). Os danos causados pelos tarsonemídeos pode dificultar a identificação quando estes ocorrem no mesmo fruto (FRANÇA-BELTRÃO *et al.*, 2022). Para compensar isso, França-Beltrão *et al.* (2022) sugeriram um novo modelo estatístico para estimar populações de tarsonemídeos, que se baseia na escala de notas proposta por Sousa *et al.* (2017) para estimar a população de *A. guerreronis*.

Tabela 2- Número de frutos de *Cocos nucifera* L. var. anão verde, em cachos 13 a 17, amostrados com a presença de *Aceria guerreronis* e *Steneotarsonemus furcatus* em área de plantio comercial, no período de outubro de 2019 a setembro de 2020, no município de Santa Izabel do Pará-PA.

Frutos coletados com ácaros	Ácaro presente	Nº do Cacho					Total
		13	14	15	16	17	
Sem injúrias	<i>A. guerreronis</i>	13	14	22	28	35	112
	<i>S. furcatus</i>	5	5	5	2	8	25
	<i>A. guerreronis</i> e <i>S. furcatus</i>	0	1	1	1	3	6
Injúria de <i>A. guerreronis</i>	<i>A. guerreronis</i>	5	9	35	2	50	101
	<i>S. furcatus</i>	0	0	0	1	2	3
	<i>A. guerreronis</i> e <i>S. furcatus</i>	0	2	5	6	11	24
Injúria de <i>S. furcatus</i>	<i>A. guerreronis</i>	0	1	4	15	11	31
	<i>S. furcatus</i>	0	0	1	0	1	2
	<i>A. guerreronis</i> e <i>S. furcatus</i>	0	0	3	1	12	16
Injúria de <i>A. guerreronis</i> associado a <i>S. furcatus</i>	<i>A. guerreronis</i>	0	0	2	3	9	14
	<i>S. furcatus</i>	0	1	0	1	1	3
	<i>A. guerreronis</i> e <i>S. furcatus</i>	0	0	0	3	5	8
Total		23	33	78	63	148	345

Fonte: A autora (2023)

### 2.3.2 Índices faunísticos

Em relação aos índices faunísticos, ácaros de uma subordem, uma superfamília e 11 famílias foram coletados neste estudo, totalizando 475.260 espécimes. *Aceria guerreronis* e *S. furcatus* foram as espécies mais abundantes nos coqueiros amostrados (Tabela 3).

Cerca de 473.901 espécimes de *A. guerreronis* foram encontrados (média de 1.361,17 ácaros/fruto) nos 348 frutos com colônias desse ácaro. Lawson-Balagbo *et al.* (2007a) relataram um total de 728.659 indivíduos de *A. guerreronis* em 360 frutos de coco (2.024 ácaros/fruto). Quando comparado aos frutos do cacho 15, o cacho 17 apresentou o maior número de frutos infestados por *A. guerreronis*, sua densidade média foi menor (436,07 ácaros/fruto), média de 2.234,45 ácaros/fruto. *Aceria guerreronis* é frequentemente encontrado em frutos com diferentes idades fisiológicas (MOORE e ALEXANDER, 1987; FERNANDO *et al.*, 2003), e

sua população diminui em frutos de cachos mais velhos. Segundo Galvão *et al.* (2011), é resultado da redução da proporção de tecidos não danificados passíveis de ataque e/ou características menos favoráveis dos frutos ao ataque de *A. guerreronis*. Neste trabalho, foi observado menor densidade de ácaros nos frutos do cacho 17, o que pode ser uma resposta à diminuição da disponibilidade de alimento. Quando o pico populacional de *A. guerreronis* é atingido, a área necrótica também aumenta e os tecidos e alimentos disponíveis diminuem. Em resposta a isso, os ácaros tendem a se dispersar desses frutos para frutos jovens ou próximos a coqueiros. Este é um fato que parece ser comum em ambientes com disponibilidade de recursos alimentares que podem ser influenciados por fatores bióticos e abióticos (MELO *et al.*, 2012; 2014).

Tabela 3- Número de ácaros coletados em frutos de *Cocos nucifera* L. var. anão verde (cachos 13 a 17) em área de plantio comercial, no período de outubro de 2019 a setembro de 2020, no município de Santa Izabel do Pará-PA. Amazônia Oriental, Brasil.

Família/Espécie	CACHO				
	13	14	15	16	17
<b>Ascidae</b>		12	14	33	55
<i>Asca</i> sp.	1			1	6
<b>Bdellidae</b>		14	22	27	47
<b>Blattisociidae</b>				1	3
<b>Cheyletidae</b>			1		4
<b>Cryptognathidae</b>			1		
<b>Cunaxidae</b>			2	2	3
<b>Eriophyidae</b>					
<i>Amrineus cocofolius</i> (Flechtmann)				2	1
<i>Aceria guerreronis</i> (Keyfer)	18950	55682	156481	186971	55817
<b>Eupodidae</b>				3	4
<b>Phytoseiidae</b>					
Imaturos		7	4	7	11
<i>Amblyseius aerialis</i> (Muma)	11	12	12	17	29
<i>Amblyseius</i> sp.	2	4	2	3	

<i>Amblyseius</i>					
<i>tamatavensis</i>	1	1	4	3	
Blommers					
<i>Iphiseiodes zuluagai</i>					
(Denmark & Muma)		1			
<i>Proprioseiopsis</i>					
<i>ovatus</i> (Garman)	1	1	2	1	2
<i>Proprioseiopsis</i>					
<i>neotropicus</i> (Ehara)	1			1	4
<i>Proprioseiopsis</i> sp.					2
<i>Typhlodromus</i> ( <i>Anthoseius</i> )					
<i>transvaalensis</i> (Nesbitt)	1				
<b>Rhodacaroidea**</b>	2		1		11
<b>Tarsonemidae</b>					
<i>Steneotarsonemus</i>					
<i>furcatus</i> (De Leon)	7	31	172	220	412
<i>Tarsonemus</i> sp.		2	2	1	13
<b>Tydeidae</b>		6	4	9	40
<b>Oribatida*</b>		1	3	2	14

\*subordem \*\*superfamília Fonte: a autora (2023)

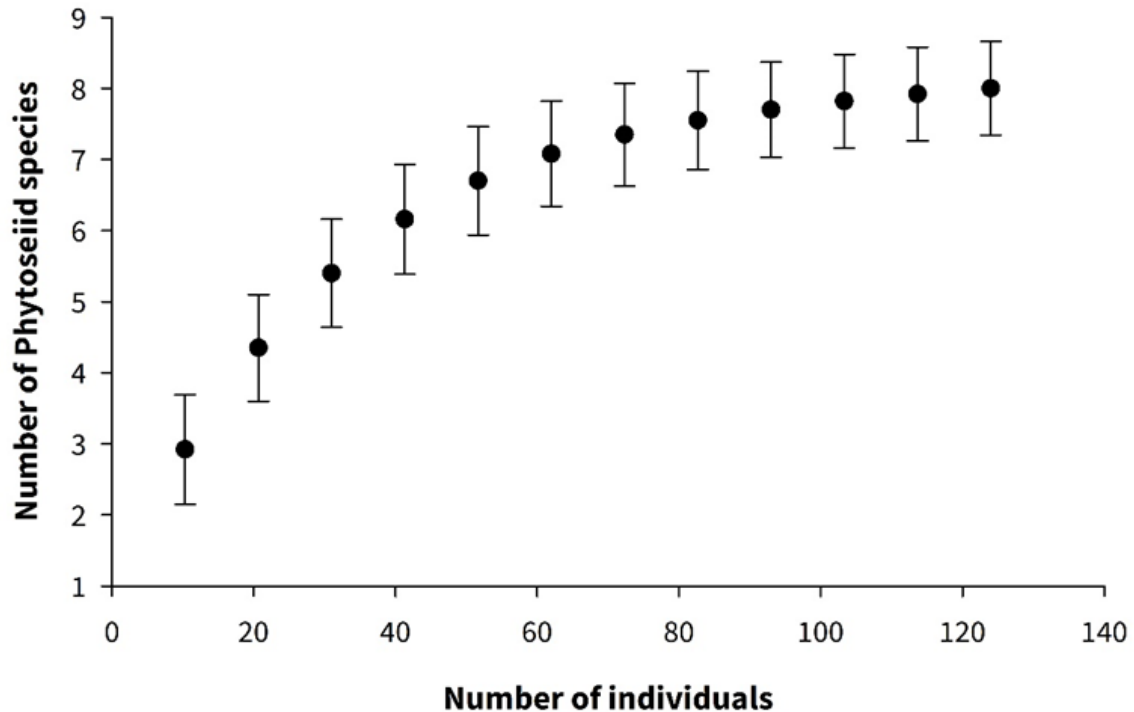
*Steneotarsonemus furcatus*, foi a segunda espécie fitófaga mais abundante (Tabela 3). Os danos causados por *S. furcatus* são semelhantes aos causados por *S. concavuscutun* e *A. guerreronis*. Devido à semelhança dos danos muitos produtores costumam atribuir os danos somente para *A. guerreronis* (NAVIA *et al.*, 2005; FRANÇA-BELTRÃO *et al.*, 2018, 2022). De acordo com França-Beltrão *et al.* (2022), o fototropismo negativo, o pequeno tamanho e grandes populações dificultam a estimativa de ácaros que ocorrem no perianto do fruto do coqueiro, esses autores sugerem um novo modelo estatístico para estimar populações de tarsonemídeos em frutos de coco, esse modelo é baseado na escala de notas, proposto por Sousa *et al.* (2017) para estimar a população de *A. guerreronis*. Em levantamento de tarsonemídeos em coqueiros, realizado em Omn por Lofego *et al.* (2011), *S. furcatus* foi a espécie predominante, porém com infestações muito baixas. Baixa quantidade de *S. furcatus* também foi encontrada em levantamento na região nordeste representando apenas 0,01% dos tarsonemídeos (FRANÇA-BELTRÃO *et al.*, 2023).



Um total de 417 espécimes de ácaros predadores foram coletados (Tabela 3). Phytoseiidae foi a família predominante, correspondendo a 35,25% do total de ácaros predadores coletados. Ascidae foi a segunda família mais numerosa (29,25%). A família Phytoseiidae apresentou índice de diversidade Shannon-desmame ( $H' = 2,0796$ ) com intervalo de confiança de H ( $P = 0,05$ )  $\Rightarrow [2,058566; 2,100561]$ , o valor do Índice de Riqueza (Margalef)  $\alpha = 2,3783$  e Índice de Equitabilidade ( $E = 0,8672$ ).

Ácaros predadores da família Phytoseiidae, estiveram presentes nas 12 coletas durante um ano, totalizando 147 espécimes, dos quais 8 espécies foram identificadas. O número de espécies coletadas aumentou com o número de espécimes coletados, com estabilização da curva de rarefação após a sétima amostragem (Figura 2). Essas tendências de estabilização indicam que a suficiência da amostra foi alcançada para a comunidade em questão. O fitoseídeo *A. aerialis* foi encontrado em todas as coletas. Este predador foi a espécie mais frequente, superdominante, superabundante e constante (Tabela 4). Quatro espécies (9,32%) foram encontradas em menos de 25% das coletas. Outras três espécies (22,03%) foram consideradas acessórias, pois ocorreram entre 25 e 50% das coletas (Tabela 4).

Figura 2- Curvas de rarefação plotando o número de ácaros predadores da família Phytoseiidae versus o número de indivíduos coletados em frutos de *Cocos nucifera*, durante o período de outubro/2019 a setembro de 2020, em cultivo comercial no estado do Pará, Amazônia, Brasil. As barras representam intervalos de confiança de 95%.



Fonte: a autora (2023)

No Brasil, *A. aequalis* tem sido relatado em várias espécies de plantas, incluindo o coqueiro (CASTILLO e NORONHA, 2008; DEMITE *et al.*, 2014; AMARAL *et al.*, 2018; FERREIRA *et al.*, 2018). Na região amazônica, também tem sido relatado em várias culturas (MINEIRO *et al.*, 2009; BOBOT *et al.*, 2011; CRUZ *et al.*, 2012; NUVOLONI *et al.*, 2015; FERREIRA *et al.*, 2018; CRUZ *et al.*, 2019; NORONHA *et al.*, 2020). Esse predador também foi predominante em palmeiras no estado do Amazonas (CRUZ *et al.*, 2015), e em folhas e frutos de coqueiro no município de Moju, estado do Pará (FERREIRA *et al.*, 2022). *Amblyseius aequalis* tem hábito generalista (McMURTRY *et al.*, 2013), predando outras espécies de artrópodes como *A. guerreronis* e pólen de diferentes espécies vegetais. Ferreira *et al.* (2022) testaram a resposta funcional de *A. aequalis* a *A. guerreronis* e concluíram que este predador tem potencial para controlar *A. guerreronis* e na ausência de presas, em condições de campo, pode utilizar pólen de coqueiro como alimento alternativo.

Tabela 4. Análise faunística das espécies de Phytoseiidae coletadas em frutos de *C. nucifera*, var. anão verde, em plantio comercial, no município de Santa Izabel do Pará-PA, de outubro de 2019 a setembro de 2020, Amazônia Oriental. Brasil.

Espécie	N° de Indivíduos	N° de Coletas	Índices faunísticos			
			D	A	F	C
<i>Amblyseius aerialis</i> (Muma)*	81	12	sd	sa	sf	w
<i>Amblyseius</i> sp.	11	4	d	ma	mf	y
<i>Amblyseius tamatavensis</i> Blommers	9	4	d	c	f	y
<i>Iphiseiodes zuluagai</i> (Denmark & Muma)	1	1	nd	r	pf	z
<i>Proprioseiopsis neotropicus</i> (Ehara)	6	5	d	c	f	y
<i>Proprioseiopsis ovatus</i> (Garman)	7	3	d	c	f	z
<i>Proprioseiopsis</i> sp.	2	1	nd	r	pf	z
<i>Typhlodromus transvaalensis</i> (Nesbitt)	1	1	nd	r	pf	z

\* espécie predominante

D - Dominância: superdominante (sd), dominante (d), não dominante (nd)

A - Abundância: superabundante (sa), muito abundante (ma), abundante (a), comum (c), dispersa (d), raro (r)

F - Frequência: superfrequente (sf), muito frequente (mf), frequente (f), pouco frequente (pf)

C - Constância: constante (w), acessório (y), acidental (z)

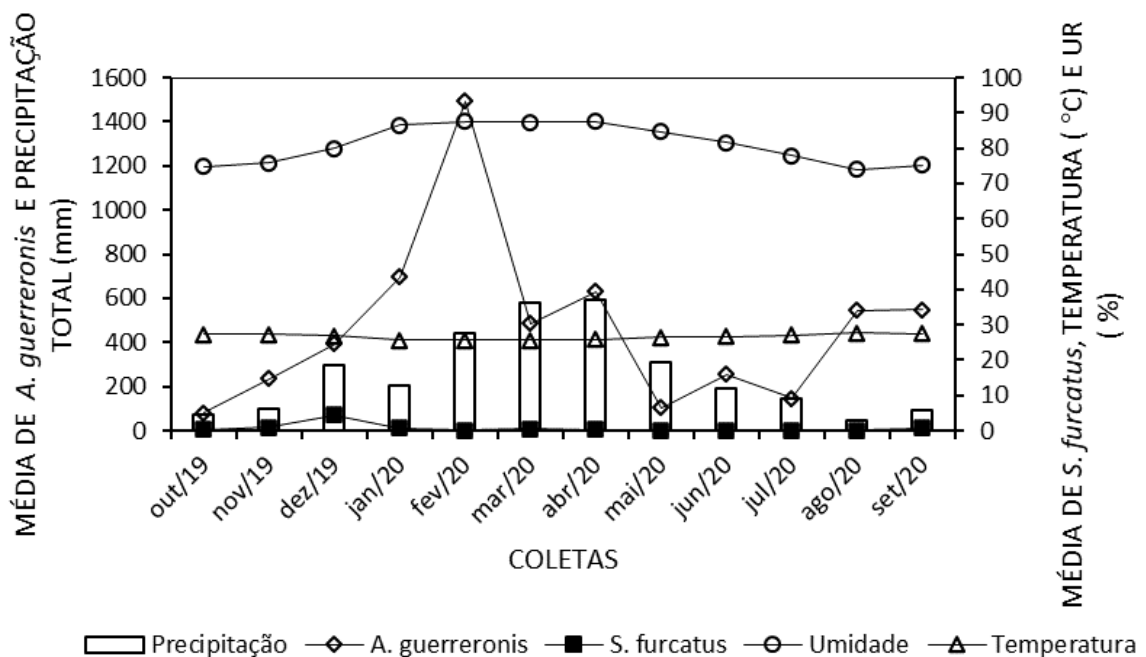
### 2.3.3 Flutuação populacional de *A. guerreronis* e *S. furcatus*

O pico populacional de *A. guerreronis* foi em fevereiro/2020 (Figura 3). O ácaro *S. furcatus* atingiu seu pico populacional em dezembro de 2019 e após esse período houve redução da população. Esses ácaros estiveram presentes durante todo o período amostral. Em fevereiro/2020, a precipitação total foi de 441,6 mm, sendo outubro e novembro de 2019 os meses mais secos (total de 71,8 e 98 mm, respectivamente). De março e abril de 2020 correu o período mais chuvoso (total de 577,21 e 593 mm, respectivamente), e observou-se uma redução na população de *A. guerreronis* (Figura 3).

No presente estudo não foi observada correlação com *A. guerreronis* (Figura 4). Por outro lado, Cruz *et al.* (2015) sugeriram que a presença desses ácaros está relacionada à sua adaptação aos fatores climáticos predominantes na Amazônia. As flutuações populacionais de *A. guerreronis* observadas no presente estudo, corroboram com as obtidas por Cruz *et al.*

(2015), que relataram baixa densidade de ácaros fitófagos em folhas de palmeiras na Amazônia durante períodos de baixa pluviosidade.

Figura 3- Flutuação populacional de *A. guerreronis* e *S. furcatus* e condições climáticas em área de plantio comercial de *Cocos nucifera* var. anão verde no município de Santa Isabel do Pará-PA, Amazônia Oriental, Brasil.



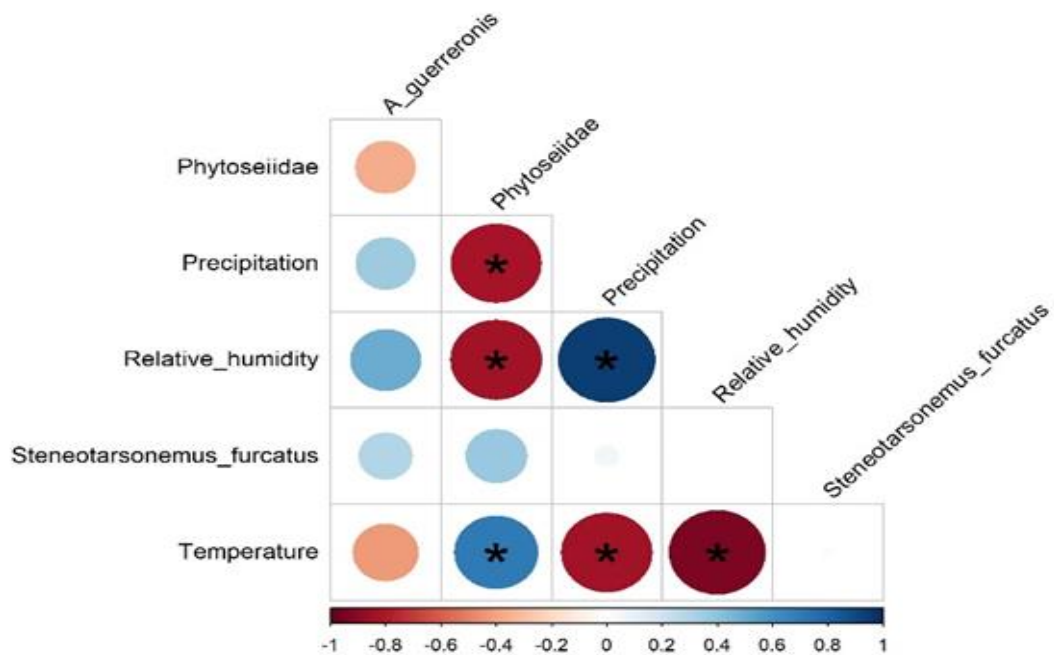
Fonte dos dados climáticos: Estação meteorológica da SOCOCO e INMET (2021)

Os resultados apontaram que houve uma forte e positiva correlação de Phytoseiidae e temperatura, onde nos meses com temperaturas mais altas a ocorrência desses ácaros foi maior (Figura 4). Os ácaros fitoseídeos foram encontrados em todos os meses, sendo que as densidades populacionais foram maiores em outubro e novembro/2019, janeiro e agosto/2020 (Figura 5). O ácaro *A. aequalis* foi encontrado nas 12 avaliações realizadas, com maior ocorrência em outubro, novembro de 2019 e agosto de 2020 (Figura 5). A maior densidade de fitoseídeos foi observada em novembro, período caracterizado por baixa pluviosidade, alta insolação e baixa umidade relativa do ar (Figura 3). As menores densidades populacionais de fitoseídeos foram observadas em fevereiro e abril (Figura 5), coincidindo com a estação chuvosa (baixa temperatura média mensal e alta precipitação e umidade) (Figura 3).

O ácaro fitoseídeo *A. aequalis* foi a espécie mais abundante encontrada durante as coletas. Os ácaros Phytoseiidae foram mais abundantes em pesquisa realizada por Cruz *et al.*

(2015) em coqueiros no estado de Manaus, Amazonas, dados semelhantes foram relatados em plantas de óleo de palma no estado do Amazonas durante o período chuvoso (Cruz *et al.*, 2019).

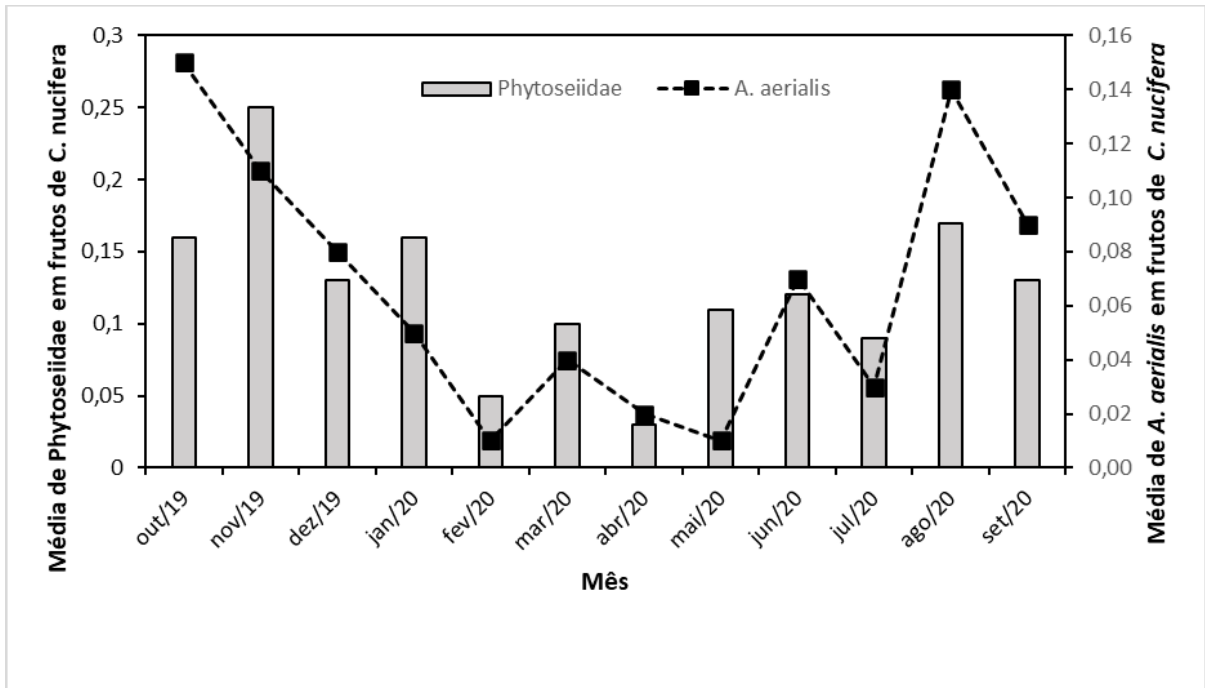
Figura 4- Matriz de correlação de Spearman entre fatores climáticos e ocorrência de ácaros de diferentes famílias em frutos de *C. nucifera*, var. anão verde, em plantio comercial, no município de Santa Isabel do Pará-PA, de outubro de 2019 a setembro de 2020, Amazônia Oriental. Brasil.



\*valores apresentam significância  $p < 0.05$ .

Fonte: a autora (2023)

Figura 5- Flutuação populacional de ácaros Phytoseiidae e *Amblyseius aerialis* em frutos de *C. nucifera* var. anão verde, em área de plantio comercial no município de Santa Isabel do Pará-PA, Amazônia, Brasil.



Fonte: a autora (2023)

## 2.4 Conclusão

-O conhecimento da diversidade de ácaros em coqueiros no bioma Amazônia é essencial para o manejo integrado de pragas. Através deste conhecimento é possível compreender e prever os períodos em que as espécies de ácaros fitófagos atingem altos níveis populacionais. Essas informações subsidiam estratégias de manejo integrado de pragas em coqueiros, com uso de produtos seletivos. Além disso, entender a diversidade, abundância e flutuação populacional de inimigos naturais em coqueiros fornecem informações importantes, que devem ser utilizadas para o estabelecimento de programas de controle biológico natural e aplicado. Por exemplo, o controle conservador usando plantas fornecedoras de pólen visando aumentar o número de inimigos naturais no campo.

-Estão presentes as seguintes espécies de ácaros, em área comercial de *Cocos nucifera* L., no município de Santa Izabel do Pará, os fitófagos: *Aceria guerreronis* e *Steneotarsonemus furcatus* e os predadores *Amblyseius aeralis* (Muma), *Amblyseius* sp., *Amblyseius tamatavensis* Blommers, *Iphiseiodes zuluagai* (Denmark & Muma), *Proprioseiopsis neotropicus* (Ehara), *Proprioseiopsis ovatus* (Garman), *Proprioseiopsis* sp. e *Typhlodromus transvaalensis* (Nesbitt).

-Os inimigos naturais mais comuns associados aos coqueiros foram os da família Phytoseiidae, sendo a espécie *A. aeralis* a mais frequente.

- O número de frutos com injúrias aumenta de acordo com a idade do cacho, ou seja, mais injúrias em cachos velhos, por exemplo, o cacho 17 apresenta maior número de frutos com injúrias por ácaros fitófagos, entretanto, menor número de frutos em relação aos outros cachos.
- Os ácaros fitófagos estão presentes durante todo o ano em plantio comercial de *C. nucifera*. Sendo o pico populacional de *A. guerreronis* em fevereiro e *S. furcatus* em dezembro.
- Há influência da sazonalidade sobre a acarofauna em plantio comercial de *C. nucifera*, pois alta precipitação, por exemplo, causa redução na população de *A. guerreronis*, pois ocorre correlação positiva entre *A. guerreronis*, umidade e precipitação.

### **AGRADECIMENTOS**

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES), pela bolsa concedida ao primeiro autor. À SOCOCO pelo apoio material, logístico e espaço concedido para realização deste trabalho. À Embrapa Amazônia Oriental, pelo apoio logístico neste estudo. À Dra. Débora Barbosa de Lima Departamento de Zoologia, Universidade Federal de Pernambuco, Recife, Brasil e ao Dr. José Wagner da Silva Melo Departamento de Fitotecnia, Universidade Federal do Ceará, Fortaleza, Brasil.

### **REFERÊNCIAS**

- AMARAL, F. S. R.; LOFEGO, A. C.; CAVALCANTE, A. C. C. Oviposition rates of *Amblyseius aerialis* (Muma) and *Amblyseius chiapensis* DeLeon (Acari: Phytoseiidae) under seven foods different patterns for the same genus. **Systematic and Applied Acarology**, v. 23, n. 795-798, 2018.
- BOBOT, T. E.; FRANKLIN, E.; NAVIA, D.; GASNIER, T. R. J.; LOFEGO, A. C.; OLIVEIRA, B. M. Mites (Arachnida, Acari) on *Citrus sinensis* L. Osbeck orange trees in the State of Amazonas, Northern Brazil. **Acta Amazonica**, v. 41, p. 557-566, 2011.
- CASTILLO, A. B.; NORONHA, A. C. S. Estudio de los aspectos fundamentales de la biología de *Amblyseius aerialis* (Muma) (Acari: Phytoseiidae) en condiciones de laboratorio. **CitriFruit**, v. 25, p. 45-52, 2008.
- CRUZ, W. P.; KRUG, C.; VASCONCELOS, G. J. N.; MORAES, G. J. Mite (Arachnida: Acari) diversity and abundance on oil palms in the central region of the Brazilian Amazonia. **Systematic and Applied Acarology**, v. 24, p. 1736-1750, 2019.
- CRUZ, W. P.; SARMENTO, R. A.; TEODORO, A. V.; ERASMO, E. A. L.; PEDRO NETO, M.; IGNÁCIO, M.; FERREIRA JÚNIOR, D. F. Acarofauna em cultivo de pinhão-manso e plantas espontâneas associadas. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 47, p. 319-327, 2012.

CRUZ, W. P.; KRUG, C.; VASCONCELOS, G. J. N.; MORAES, G. J. de. Diversity of mites associated with *Raoiella indica* (Acari: Prostigmata) on coconut palms in the central region of the Brazilian Amazonia, with emphasis on the predaceous Phytoseiidae (Acari: Mesostigmata). **Systematic and Applied Acarology**, v. 20, n. 8, p. 875-886, 2015.

DE SOUZA, I. V.; GONDIM JR, M. G. C.; RAMOS, A. L. R.; SANTOS, E. A.; FERRAZ, M. I. F.; OLIVEIRA, A. R. Population dynamics of *Aceria guerreronis* (Acari: Eriophyidae) and other mites associated with coconut fruits in Una, state of Bahia, northeast Brazil. **Experimental and Applied Acarology**, v. 58, p. 221-223, 2012.

DEMITE, P. R.; MORAES, G. J.; McMUTRY, J. A.; DENMARK, H. A.; CASTILHO, R. C. Phytoseiidae. Database. Disponível em: <http://www.lea.esalq.usp.br/phytoseiidae/>. Acesso em: 04 de dezembro de 2021.

DEMITE, P. R.; McMURTRY, J. A.; MORAES, G. J. Phytoseiidae Database: a website for taxonomic and distributional information on phytoseiid mites (Acari). **Zootaxa**, v. 3795, n. 5, p. 571-577, 2014.

DUBREUIL, V.; FANTE, K. P.; PLANCHON, O.; NETO, J. L. S. Les types de climats annuels au Brésil: une application du classement de Köppen de 1961 à 2015. **Confins - Revista Franco Brasileira de Geografia**, v. 37, p. 1-27, 2018.

FERNANDO, L. C. P.; ARATCHIGE, N. S.; PEIRIS, T. S. G. Distribution patterns of coconut mite, *Aceria guerreronis*, and its predator *Neoseiulus* aff. *paspalivorus* in coconut palms. **Experimental and Applied Acarology**, v. 31, n. 1, p. 71-78, 2003.

FERREIRA, C. T.; KRUG, C.; GARCIA, M. V. B.; MORAES, G. J. Leprosis mite and other mite species (Acari) associated to orange groves in Brazilian Central Amazon. **Systematic and Applied Acarology**, v. 23, n. 3, p. 449-462, 2018.

FERREIRA, C. T.; NORONHA, A. C. S.; SOUZA NETO, E. P.; OLIVEIRA, R. P.; LINS, P. M. P.; BATISTA, T. F. V. Functional and numerical responses of the predatory mite *Amblyseius aerialis* (Acari: Phytoseiidae) to *Aceria guerreronis* (Acari: Eriophyidae). **Acarologia**, v. 62 n. 1, p. 27-35, 2022.

FRANÇA-BELTRÃO, G. V.; MONTEIRO, V. B.; LIMA, D. B.; GONDIM JR, M. G. C. Toxicity of acaricides to and the behavioural response of *Steneotarsonemus concavuscutum* (Acari: Tarsonemidae). **Crop Protection**, v. 112, p. 83-89, 2018.

FRANÇA-BELTRÃO, G. V.; MONTEIRO, V. B.; MELO, J. W. S.; LIMA, D. B.; OLIVEIRA, A. R.; GONDIM JUNIOR, M. G. C. Estimating the population size of *Steneotarsonemus concavuscutum* in coconut fruits using diagrammatic damage scales. **Systematic and Applied Acarology**, v. 27, n. 8, p. 1574-1581, 2022.

FRANÇA-BELTRÃO, G. V.; MONTEIRO, V. B.; MELO, J. W.; LIMA, D. B.; LOFEGO, A. C.; GONDIM JR, M. G. Survey and spatial distribution of tarsonemids and associated predators on coconut fruits. **Systematic and Applied Acarology**, p. 131-142, 2023.



GALVÃO, A. S.; GONDIM JR, M. G. C.; MORAES, G. J.; OLIVEIRA, J. V. Biologia de *Amblyseius largoensis* (Muma) (Acari: Phytoseiidae), um potencial predador de *Aceria guerreronis* Keifer (Acari: Eriophyidae) em Coqueiro. **Neotropical Entomology**, v. 36, p. 465-470, 2007.

GALVÃO, A. S.; GONDIM JR.; M. G. C.; MICHEREFF, S. J. Diagrammatic scale of *Aceria guerreronis* Keifer (Acari: Eriophyidae) damage in coconut. **Neotropical Entomology**, p. 37: 723-728, 2008.

GALVÃO, A. S.; GONDIM JR, M. G. C.; MELO, J. W. S. Distribution of *Aceria guerreronis* and *Neoseiulus baraki* among and coconut bunches in northeast Brazil. **Experimental and Applied Acarology**, v. 54, n. 4, p. 373-384, 2011.

GALVÃO, A. S.; MELO, J. W. S.; LIMA, D. B.; DE MORAES, G. J.; GONDIM JR, M. G. C. Dispersal strategies of *Aceria guerreronis* (Acari: Eriophyidae), a coconut pest. **Experimental and Applied Acarology**, v. 57, n. 1, p. 1-13, 2012.

GONDIM JR, M. G. C.; OLIVEIRA, J. V. Ácaros de fruteiras tropicais: Importância econômica, identificação e controle. In: MICHEREFF, S. J.; BARROS, R. (Eds). Proteção de plantas na agricultura sustentável. Recife: Universidade Federal Rural de Pernambuco, Imprensa Universitária, p.17-355, 2001. 424p.

HELLE, W.; SABELIS, M. W. Spider mites: their biology, natural enemies and control. Elsevier, Amsterdam, the Netherlands, 1985.

IBGE-INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA. BIOMAS. Disponível em <<https://www.ibge.gov.br/geociencias/cartas-e-mapas/informacoes-ambientais>> Acesso em: 12 de outubro de 2021.

IBGE-INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA. SIDRA-Lavoura permanente. Disponível em: <http://www.ibge.gov.br/estadosat/>. Acesso em: 12 de janeiro de 2022.

INMET-Instituto Nacional de Meteorologia. Banco de Dados Meteorológicos para Ensino e Pesquisa - BDMEP. Brasília, DF, Brasil. Disponível em: <http://www.inmet.gov.br/portal/>. Acesso em: 2 de dezembro de 2021.

LAWSON-BALAGBO, L. M.; GONDIM JR, M. G. C.; MORAES, G. J.; HANNA, R.; SCHAUSBERGER, P. Refuge use by the coconut mite *Aceria guerreronis*: fine scale distribution and association with other mites under the periant. **Biological Control**, v. 43, p. 102-110, 2007a.

LAWSON-BALAGBO, L. M.; GONDIM JR, M. G. C.; MORAES, G. J. Life history of the predatory mites *Neoseiulus paspalivorus* e *Proctolaelaps bickleyi*, candidates for control biological of *Aceria guerreronis*. **Experimental and Applied Acarology**, v. 43, p. 49-51, 2007b.

LAWSON-BALAGBO, L. M.; GONDIM JR, M. G. C.; MORAES, G. J.; HANNA, R.; SCAHAUSBERGER, P. Exploration of the acarine fauna on coconut palm in Brazil with

emphasis on *Aceria guerreronis* (Acari: Eriophyidae) and its natural enemies. **Bulletin of Entomological Research**, v. 98, n.1, p. 83-96, 2008.

LIMA, D. B.; MELO, J. W. S.; GONDIM JR, M. G. C.; MORAES, G. J. Limitations of *Neoseiulus baraki* and *Proctolaelaps bickleyi* as control agents of *Aceria guerreronis*. **Experimental and Applied Acarology**, v. 56, n. 233-246, 2012.

LIMA, D. B.; OLIVEIRA, H. K. V.; MELO, J. W. S.; GONDIM JR, M. G. C.; SABELIS, M., PALLINI, A.; JANSSEN, A. Predator performance is impaired by the presence of a second prey species. **Bulletin of Entomological Research**, v. 107, n. 3, p. 313-321, 2017.

LOFEGO, A. C.; GONDIM JR, M. G. C. A new species of *Steneotarsonemus* (Acari: Tarsonemidae) from Brazil. **Systematic and Applied Acarology**, v. 11, n. 2, p. 195-203, 2006.

LOFEGO, A. C.; HOUNTONDI, F. C. C.; AL-SHANFARI, A.; MORAES, G. J. Incidence of tarsonemid mites on *Cocos nucifera* L. (Arecaceae) from Oman with description of a new species of *Nasutitarsonemus* Beer and *Nucifora* (Acari: Tarsonemidae). **Journal of Natural History**, v. 45, n. 7-8, p. 461-474, 2011.

MARTORANO, L.G.; NECHET, D.; PEREIRA, L. C. Tipologia climática do Estado do Pará: adaptação do método de Köppen. *Boletim de Geografia Teorética*, v.23, p.45–46,1993. Disponível em: <http://www.researchgate.net/publication/344518750>. Acesso em: 25 de fevereiro de 2023.

McMURTRY, J. A.; MORAES, G. J.; SOURASSOU, N. F. Revision of the lifestyles of phytoseiid mites (Acari: Phytoseiidae) and implications for biological control strategies. **Systematic and Applied Acarology**, v. 18, p. 297-320, 2013.

MELO, J. W. S.; DOMINGOS, C. A.; GONDIM JR, M. G. C.; MORAES, G. J. Can *Euseius alatus* DeLeon (Acari: Phytoseiidae) Prey on *Aceria guerreronis* Keifer (Acari: Eriophyidae) in Coconut Palm?. **Neotropical Entomology**, v. 38, n. 1, p. 885-889, 2009.

MELO, J. W. S.; DOMINGOS, C. A.; PALLINI, A.; OLIVEIRA, J. E. M.; GONDIM JR, M. G. Removal of bunches or spikelets is not effective for the control of *Aceria guerreronis*. **HortScience**, v. 47, n. 5, p. 626-630, 2012.

MELO, J. W. S.; LIMA, D. B.; SABELIS, M. W.; PALLINI, A.; GONDIM JR, M. G. C. Behaviour of coconut mites preceding take-off to passive aerial dispersal. **Experimental and Applied Acarology**, v. 64, n. 4, p. 429-443, 2014.

MELO, J. W. S.; LIMA, D. B.; STAUDACHER, H.; SILVA, F. R.; GONDIM JR, M. G. C.; SABELIS, M. W. Evidence of *Amblyseius largoensis* and *Euseius alatus* as biological control agent of *Aceria guerreronis*. **Experimental and Applied Acarology**, v. 67, n. 3, p. 411-421, 2015.

MINEIRO, J. L. C.; SILVA, W. R.; SILVA, R. A. Mites from fruit trees and other plants in State of Amapá. **Biota Neotropica**, v. 9, p. 103-106, 2009.

MOORE, D.; ALEXANDER, L. Aspects of migration and colonization of the coconut palm by the coconut mite, *Eriophyes guerreronis* (Keifer) (Acari: Eriophyidae). **Bulletin of Entomological Research**, v. 77, n. 4, p. 641-650, 1987.

MORAES, R. C. B.; HADDAD, M. D. L.; SILVEIRA, S. N.; REYES, A. E. L. Software para análise faunística-ANAFU. *In*: Resumo do VIII Simpósio de Controle Biológico. Anais, São Pedro: **Sociedade Entomológica do Brasil**, v. 1, n.1, p.195, 2003.

MORAES, G. J.; FLECHTMANN, C. H. W. **Manual de acarologia: Acarologia básica e ácaros de plantas cultivadas no Brasil**. Holos, 2008. 308p.

NAVIA, D.; MORAES, G. J.; LOFEGO, A. C.; FLECHTMANN, C.H. Acarofauna associated with coconut fruits (*Cocos nucifera*) from some localities in América. **Neotropical Entomology**, v. 34, n. 2, p. 49-354, 2005.

NAVIA, D.; GONDIM JR, M. G. C.; ARATCHIGE N. S.; MORAES, G. J. A review of the status of the coconut mite, *Aceria guerreronis* (Acari: Eriophyidae), a major tropical mite pest. **Experimental and Applied Acarology**, v. 59, n. 1, p. 67-94, 2013.

NORONHA, A. C. S.; MINEIRO, J. L. C.; FERLA, N. J.; CASTRO, T. M. M. G.; SILVA, G. L.; LOFEGO, A. C.; AZEVEDO, A. O. Mites associated with *Byrsonima crassifolia* (L.) Kunth (Malpighiaceae) in the state of Pará, Brazil. **Entomological Communications**, v. 2, 2020. ec02026.

NUVOLONI, F. M.; LOFEGO, A. C.; REZENDE, J. M.; FERES, R. J. F. Phytoseiidae mites associated with *Hevea* spp. from the Amazon region: A hidden diversity under the canopy of native trees. **Systematics and Biodiversity**, v. 13, n. 2, p. 182-206, 2015.

OCHOA, R.; SMILEY, R. L.; SAUNDERS, J. L. The family Tarsonemidae in Costa Rica (Acari: Heterostigmata). **International Journal of Acarology**, v. 17, n. 1, p. 41-86, 1991.

REIS, A. C.; GONDIM JR, M. G. C.; MORAES, G. J.; HANA, R.; SCHAUSBERGER, P.; LAWSON-BALAGBO, L. M.; BARROS, R. Population dynamics of *Aceria guerreronis* Keifer (Acari: Eriophyidae) and associated predators on coconut fruits in northeastern Brazil. **Neotropical Entomology**, v. 37, n. 4, p. 457-462, 2008.

SOUSA, A. S. G.; GONDIM JR, M. G. C.; ARGOLO, P. S.; OLIVEIRA, R. Evaluating damage in the perianth: a new diagrammatic scale to estimate population level of *Aceria guerreronis* Keifer (Acari: Eriophyidae) in coconut fruits. **Acta Agronômica**, v. 66, n. 1, p. 141-147, 2017.

### 3 CAPÍTULO II

**FUNGOS ENTOMOPATOGENICOS: IDENTIFICAÇÃO, CONTROLE DE *Aceria guerreronis* E CUSTO DE APLICAÇÃO EM PLANTIO COMERCIAL DE *Cocos nucifera* L. VAR. ANÃO VERDE, NO MUNICÍPIO DE SANTA IZABEL DO PARÁ, PA**

## RESUMO

No Brasil o ácaro do coqueiro, *Aceria guerreronis* (Eriophyidae) ataca os frutos do coqueiro, formam colônias sob as brácteas e habitam a região meristemática do fruto, causando injúrias necróticas, que aumentam à medida que o fruto cresce. A principal medida de controle, tem sido através de produtos químicos. Porém, devido aos impactos negativos que esses produtos podem causar, se aplicados sucessivamente, faz-se necessário a busca por alternativas ecológicas que auxiliem no manejo mais sustentável tendo em vista a maior exigência do consumidor por produtos oriundos de áreas de produção que utilizam técnicas mais saudáveis. Objetivou-se identificar fungos entomopatogênicos e avaliar o controle microbiano do ácaro fitófago *A. guerreronis* presente em frutos de plantio comercial de *Cocos nucifera* var. anão verde, no município de Santa Izabel do Pará, PA. Os fungos foram isolados de amostras de solo agrícola, identificados morfológicamente, posteriormente os entomopatogênicos foram identificados através de caracterização molecular. Para a avaliação da eficiência dos fungos sobre os ácaros, 6 tratamentos: água (controle) acaricida químico (controle padrão) e fungos dos gêneros *Purpureocillium*, *Metarhizium*, *Beauveria* e *Trichoderma* na concentração de  $10^8$  conídios/mL<sup>-1</sup> foram aplicados em plantas em fase de produção. O delineamento foi realizado em blocos casualizados, com nove repetições por tratamento. As espécies de fungos identificadas foram: *Purpureocillium lilacinum*, *Metarhizium anisopliae* e *Trichoderma* sp. Os resultados demonstraram que houve redução do número de ácaros nos frutos, com os tratamentos a base de *B. bassiana* e *P. lilacinum*, diferenciando dos demais tratamentos, sendo *P. lilacinum*, o tratamento que obteve numericamente a menor média de ácaros e maior número de frutos não atacados por *A. guerreronis*, o que demonstra que esses fungos possuem ação acaricida, podendo ser uma potencial alternativa viável economicamente e ecológica no controle de ácaros fitófagos na cultura do coqueiro na Amazônia.

**Palavras-chave:** Biocontrole. Pragas do coqueiro. Bioma Amazônia. Sustentabilidade

## ABSTRACT

In Brazil, the coconut mite, *Aceria guerreronis* (Eriophyidae) attacks coconut fruits, forming colonies under the bracts and inhabiting the meristematic region of the fruit, causing necrotic injuries, which increase as the fruit grows. The main control measure has been through chemical products. However, in addition to the negative impacts that these products can cause, if applied successively, it is necessary to search for ecological alternatives that help in more sustainable management in view of the greater consumer demand for products from production areas that use healthier techniques. The objective was to identify entomopathogenic fungi and to evaluate the microbial control of the phytophagous mite *A. guerreronis* present in fruit of commercial plantation of *Cocos nucifera* var. Green dwarf, in the municipality of Santa Izabel from Pará, PA. The fungi were isolated from samples of agricultural soil samples, identified morphologically, later the entomopathogenic ones were identified through molecular characterization. To evaluate the efficiency of the fungi on mites, six treatments were performed: water (control), chemical acaricide (standard control) and fungi of the genera *Purpureocillium*, *Metarhizium*, *Beauveria* and *Trichoderma* at a concentration of  $10^8$  conidia/mL<sup>-1</sup> were applied to plants in production phase. The design was carried out in randomized blocks, with nine replications per treatment. These species were: *Purpureocillium lilacinum*, *Metarhizium anisopliae* and *Trichoderma* sp. The results showed that there was a reduction in the number of mites in the fruits, with the treatments based on *B. bassiana* and *P. lilacinum*, differentiating from the other treatments, with *P. lilacinum*, the treatment that numerically obtained the lowest average of mites and the highest number of fruits not attacked by *A. guerreronis*, which demonstrates that these fungi have acaricidal action, and may be a potential economically and ecologically viable alternative for the control of phytophagous mites in coconut cultivation in the Amazon.

**Key words:** Biocontrol. Coconut pests. Amazon biome. Sustainability

### 3.1 Introdução

A floresta Amazônica é o maior bioma do Brasil, abrange a totalidade dos estados da região norte e parte dos estados do Maranhão, Tocantins, Rondônia e Mato Grosso, na condição de maior floresta tropical do mundo, abriga a maior reserva de diversidade biológica (IBGE, 2020). De acordo com Melo *et al.* (2012a), o solo amazônico possui diversidade microbiana que reutiliza os componentes dos próprios vegetais e animais presentes no ambiente. O conhecimento da presença de fungos entomopatogênicos em solos de campos agrícolas é de grande importância para a identificação de nichos ecológicos dos fungos de um agroecossistema para avaliação do potencial para o controle biológico (MEYLING *et al.*, 2011). A identificação e caracterização de fungos entomopatogênicos é um dos passos iniciais para o desenvolvimento de biopesticida.

Dentre as pesquisas realizadas utilizando fungos como agentes controladores, a maioria está relacionada a insetos praga (ALVES 1998; THOMAZONI *et al.*, 2014; MASCARIN *et al.*, 2019), porém, este grupo de patógenos se destaca também no controle de ácaros, como *Oligonychus yothersi* McGregor (Tetranychidae) (OLIVEIRA *et al.*, 2002; 2004), *Tetranychus urticae* Koch (Tetranychidae) (PARVEEN *et al.*, 2021), *Brevipalpus phoenicis* (Geijskes, 1939) (Tenuipalpidae) (ROSSI-ZALAF e ALVES, 2006), *Polyphagotarsonemus latus* (Bank) (Tarsonemidae) (NUGRORO e IBRAHIM, 2007; MAKETON *et al.*, 2008; MARTINS *et al.*, 2016); *Tetranychus ogmophallos* Ferreira & Flechtmann (Tetranychidae) (SANTOS *et al.*, 2018). O fungo *Beauveria bassiana* (Balsamo) Vuillemin (Cordycipitaceae), em estudos para o controle de diferentes espécies de ácaros da família Tetranychidae, tem sido considerado acaropatogênico com potencial para uso no controle aplicado (TAMAI *et al.*, 2002; OLIVEIRA *et al.*, 2002; 2004; BARRETO *et al.*, 2004; SANTOS *et al.*, 2018; PEREIRA *et al.*, 2019). Na Índia, isolados de *B. bassiana* em teste de patogenicidade causaram mortalidade de até 86,97% sobre o ácaro do coqueiro, *Aceria guerreronis* Keifer (Eriophyidae) (KALMATH *et al.*, 2012).

O ácaro *A. guerreronis*, tem sido considerado uma das principais pragas do coqueiro (*Cocos nucifera* L.) nos continentes americano, africano e em partes do asiático (MARIAU, 1977; MOORE e ALEXANDER, 1987; FERNANDO *et al.*, 2002; LAWSON-BALAGBO *et al.*, 2008; NEGLOH *et al.*, 2010; 2011; NAVIA *et al.*, 2013). Altas densidades populacionais de *A. guerreronis* foram encontradas em áreas costeiras do nordeste do Brasil (LAWSON-BALAGBO *et al.*, 2008; SOUZA *et al.*, 2012; MELO *et al.*, 2014).

O ácaro do coqueiro habita a região meristemática do fruto, coberta pelas brácteas (perianto), se reproduz e atinge alto nível de indivíduos/fruto (MARIAU, 1977; LAWSON-BALAGBO *et al.*, 2007). As injúrias iniciais de ataque são pequenas áreas cloróticas triangulares branco-amareladas na epiderme do fruto próximo à margem externa das brácteas. À medida que o fruto se desenvolve, a área clorótica aumenta gradativamente, formando necrose com fendas longitudinais na superfície do fruto (MARIAU 1977; HAQ *et al.*, 2002), podendo causar abortamento dos frutos (HAQ *et al.*, 2002; NAIR 2002; WICKRAMANANDA *et al.*, 2007), redução no tamanho, volume de água e valor de mercado (MOORE *et al.*, 1989; HAQ *et al.*, 2002, REZENDE *et al.*, 2016). As perdas estimadas na produção podem variar de 10 a 70% (JULIA e MARIAU, 1979; MOORE *et al.*, 1989; MOORE, 2000; SEGUNI 2000; WICKRAMANANDA *et al.*, 2007; REZENDE *et al.*, 2016).

As brácteas que cobrem o perianto servem de proteção contra inimigos naturais (LIMA *et al.*, 2012; MELO *et al.*, 2015) e ação direta de produtos químicos (JULIA e MARIAU, 1979), resultando em aplicações contínuas de produtos e resistência pela praga (MOORE e ALEXANDER, 1990). Dentre as medidas de controle para *A. guerreronis*, o mais utilizado é o controle químico (MELO *et al.*, 2012b). No Brasil, estão registrados no Ministério de Agricultura e Pecuária (MAPA) produtos à base de: abamectina, azadiractina, espiroclorfenol, espiromesifeno, enxofre, fenpiroximato, hexitiazoxi, piridabem, propargito e óleo vegetal (AGROFIT, 2022). A utilização desses produtos pode provocar sérios riscos à saúde pública e ao ambiente (MEDEIROS *et al.*, 2014; ARAÚJO e OLIVEIRA, 2017) interferir na biologia do predador (BARROS *et al.*, 2022a) e na interação entre presa e predador (BARROS *et al.*, 2022b). Aspectos como o alto custo e a atual dificuldade de encontrar moléculas para desenvolvimento de inseticidas; exigências do mercado de exportação por produtos livres de resíduos, estimulam ainda mais o mercado na busca de alternativas sustentáveis e ecologicamente viáveis (PARRA, 2014) como bioprodutos ou bioinsumos.

Alternativas ecológicas podem auxiliar na redução desses problemas e contribuir para um manejo sustentável de pragas. No controle microbiano, os fungos entomopatogênicos são uma excelente alternativa aos pesticidas convencionais, eles são capazes de penetrar na cutícula do hospedeiro e podem ser reproduzidos com relativa facilidade (SHAHID *et al.*, 2012). Além disso, tem boa relação com o meio ambiente, não causam impactos negativos na saúde pública e tem potencial para uso complementar com ácaros predadores no manejo integrado de pragas (MIDTHASSEL *et al.*, 2016). O sucesso dos agentes de controle microbiano depende da eficácia técnica, combinado com baixo custo (GELERNTER e LOMER, 2000).

Tendo em vista a maior exigência do consumidor por alimentos mais saudáveis, com menos impactos ambientais e com baixo custo, é incessante a busca por alternativas de controle mais racionais e ecológicos. Neste contexto, objetivou-se identificar fungos entomopatogênicos isolados de solos agrícolas, avaliar o controle microbiano do ácaro fitófago *A. guerreronis*, presente em frutos de plantio comercial de *Cocos nucifera* var. Anão verde, no município de Santa Isabel do Pará, PA e avaliar o custo de aplicação desses fungos.

### 3.2 Material e Métodos

#### 3.2.1 Caracterização da área

O experimento foi conduzido em plantio comercial de coqueiro da variedade Anão verde (*C. nucifera*) destinada a extração de água, localizado no município de Santa Isabel do Pará, estado do Pará, Amazônia Oriental, pertencente a fazenda Reunidas SOCOCO (01° 13' 40,16" Sul; 48° 02' 54,35" Oeste). A região é caracterizada por altos índices pluviométricos de até 3.000 mm anuais e umidade relativa média de 80% (DUBREUIL *et al.*, 2018). A classificação climática segundo Köppen-Geiger é do tipo Af1, com período chuvoso de janeiro a maio (inverno amazônico) e período menos chuvoso de junho a dezembro (verão amazônico) (MARTORANO *et al.*, 1993). O solo predominante na área é o Neossolo Quartzorênico distrófico, com cobertura verde do tipo puerária (*Pueraria phaseoloides* (Roxb.) Benth). A área recebe os tratos culturais a cada 60 dias e consta de rebaixo manual da vegetação, coroamento químico e adubação química uma vez ao ano.

A área foi implantada no ano de 2012, com 2.974 plantas distribuídas em 90 linhas com 33 plantas (parcela K154), com espaçamento de 7,4 x 7,5 x 7,5 m. Das 40 primeiras linhas, 54 plantas sob condições de infestação natural de *A. guerreronis* foram selecionadas. As plantas da bordadura foram desconsideradas. No ano que antecedeu o experimento, as plantas não receberam aplicação de inseticidas ou acaricidas químicos. O experimento foi realizado no período de janeiro a outubro/2021, as plantas estavam com nove anos de idade e aproximadamente três metros de altura.

#### 3.2.2 Caracterização molecular dos fungos

Para a caracterização molecular dos fungos utilizados no experimento foi realizada a Análise filogenética dos fungos *Metarhizium* sp. e *Trichoderma* sp., para isso foram realizados os seguintes procedimentos:



### 3.2.2.1 Isolamento dos fungos

A coleta dos fungos *Metarizhium* sp. e *Trichoderma* sp. foi realizada de solo de área comercial contendo coqueiro da var. Anão verde, e de área de mata na fazenda Reunidas SOCOCO S/A Agroindústrias da Amazônia (01° 13' 40,16" Sul; 48° 02' 54,35" Oeste), localizado no município de Santa Izabel do Pará, estado do Pará, Amazônia Oriental.

O isolamento foi através de diluição seriada (ALVES e LOPES, 2008), oito amostras de solo de até 15 cm de profundidade foram coletadas com o auxílio de um trado. De cada amostra foi retirada uma alíquota de 10g de solo. Na câmara de fluxo laminar, cada alíquota foi colocada em tubo falcon contendo 90 mL de água estéril e espalhante adesivo (Tween) a 0,1%, esse material foi homogeneizado em agitador circular durante dois minutos. Em seguida foi retirado 1mL da suspensão de cada amostra e depositado em tubo de ensaio estéril contendo 9mL de água estéril para cada amostra sucessivamente, até obter-se as concentrações de  $10^{-1}$ ,  $10^{-2}$  e  $10^{-3}$  de suspensão.

De cada tubo contendo as suspensões seriadas, foi retirado 200 $\mu$ L da solução e plaqueado em meio de cultura BDA (batata, dextrose e ágar). Alça Drigalski foi utilizada para uniformizar a suspensão na placa. De cada amostra foi feita triplicata. As placas foram conservadas em condições ambientais (cerca de 25°C) para o crescimento dos fungos durante oito dias.

Após a esporulação foi realizada a purificação para obtenção dos fungos de interesse, os entomopatogênicos. Nas placas puras, foi adicionado 200 $\mu$ L de água estéril e com a alça Drigalski os esporos foram transferidos para outra placa contendo meio de cultura (ágar e água) para germinação de esporo (cerca de 24 horas). Após a germinação dos esporos, com o auxílio de estereomicroscópio, foi feito o isolamento monospórico, que após o crescimento foi realizado o armazenamento em meio Castellani (CASTELLANI, 1939), com discos contendo esporos e meio de cultura transferidos para um microtubo contendo 1mL de água estéril. O microtubo foi vedado com filme PVC, identificado e armazenado em condição ambiente.

### 3.2.2.2 Caracterização morfológica

Após o crescimento dos fungos (cerca de três a oito dias), foi realizada a identificação morfológica a nível de gênero. Conídios foram montados em lâminas microscópicas com meio de lactofenol azul de algodão, e observados em estereomicroscópio, os fungos de interesse (entomopatogênicos) foram isolados e realizados os processos de purificação para extração e sequenciamento do DNA.

### 3.2.2.3 Extração de DNA do fungo

O DNA genômico dos fungos *Trichoderma* sp. e *Metarhizium* sp. foi extraído seguindo o protocolo de Raeder e Broda (1985). Além desses, foi extraído o DNA do fungo *Purpureocillium* sp., pertencente a Micoteca do Laboratório de Proteção de Plantas (LPP) da Universidade Federal Rural da Amazônia (UFRA), o DNA foi extraído pelo método de Doyle e Doyle (1990). Os fungos utilizados foram repicados em placas de Petri contendo meio de cultura Batata, Dextrose e Agar (BDA) e mantidos a 28°C durante 7 dias em incubadora tipo BOD. Após esse período um disco de micélio do fungo *Purpureocillium* sp. crescido em placa de Petri foi transferido para um Erlenmeyer de 250 mL, contendo 125 mL de meio cultura BD (batata-dextrose). Os frascos com meio de cultura líquido foram incubados a 28°C por 7 dias sob agitação de 115 rpm. Após 7 dias o meio de cultura contendo o isolado foi filtrado a vácuo para separar a massa micelial do meio de cultura, o qual foi transferido para tubo Falcon de 50mL, e congelado a -20°C por 24 horas, em seguida a massa micelial foi liofilizada durante 24 horas para a extração de DNA. Os isolados de *Trichoderma* sp. e *Metarhizium* sp. foram mantidos em placas até a extração do DNA.

### 3.2.2.4 Regiões ITS dos fungos *Trichoderma* sp. e *Metarhizium* sp.

A Reação em Cadeia da Polimerase (PCR) dos isolados de *Trichoderma* e *Metarhizium* foi realizada com um volume total de 25 µL de uma mistura de reação consistindo em 12,5 µL de master mix de 2x PCR Master Mix (Promega GoTaq® Master Mix, Wisconsin, EUA), 20 pmol dos primers e 100 ng/µL de DNA.

A amplificação da região ITS rDNA foi realizada com os primers ITS1 (5'TTC CGT AGG TGAACC TGC GG 3') e ITS4 (5'-TCC TCCGCTTATTGATATGC-3') (White *et al.*, 1990) em termociclador (Mastercycler, Eppendorf, Alemanha) utilizando os seguintes ciclos: desnaturação inicial de 95 °C por 3 min, seguida de 35 ciclos de 95 °C por 30 s, 55 °C por 1 min, 72 °C por 90 s e uma extensão final a 72 °C por 10 min. Os produtos de PCR amplificados foram observados por eletroforese em gel de agarose 1,5%.

O sequenciamento do fungo *Metarhizium* sp. foi realizado na empresa Actgene Ltda em equipamento ABI3730xl DNA Analyzer (Applied Biosystems™).

### 3.2.2.5 Amplificação, purificação da PCR e sequenciamento do fungo *Purpureocillium* sp.

Após a extração de DNA, a amostra passou pelo processo de PCR, onde ocorreu a amplificação da sequência do  $\beta$ -tubulina, com auxílio dos primers T1-F (5'-AACATGCGTGAGATTGTAAGT-3') e  $\beta$ t2b-R (5'-ACCCTCAGTGTAGTGACCCTTGGC-3'), que amplificam aproximadamente 600 pb (GLASS e DONALDSON, 1995; O'DONNELL e CIGELNIK, 1997). As reações de PCR foram realizadas com um volume final de 25  $\mu$ L contendo 1X de Master Mix 2X (Promega) (0,05 U/ $\mu$ L de Taq DNA polimerase, tampão de reação 4 Mm de MgCl<sub>2</sub>, 0,4 Mm de cada DNTP), 20  $\mu$ M de cada primer e 100 ng de DNA. As reações foram realizadas em um termociclador Eppendorf (Hamburg, Germany). Os ciclos para o primer ITS consistiram em desnaturação inicial a 95°C por 3 minutos, seguido por 35 ciclos a 95°C por 30 segundos, 55°C por 1 minuto, 72°C por 90 segundos e um ciclo final de 72°C por 10 minutos. O produto de PCR foi analisado em gel de agarose a 1,0 % e a eletroforese foi realizada a 80 V durante 40 minutos.

Para a purificação do produto de PCR utilizou-se o protocolo das enzimas ExonucleaseI e Shrimp Alkaline Phosphatase (EXO/SAP) (Promega) seguindo as recomendações do fabricante. O sequenciamento foi realizado na empresa Actgene Ltda em equipamento ABI3730xl DNA Analyzer (Applied Biosystems™). As sequências foram depositadas no GenBank sob o código OP957287.

### 3.2.2.6 Análise filogenética do fungo *Metarhizium* sp.

A sequência consenso foi realizada usando o pacote de programa STADEN v.1.6 (STADEN, 1996). A análise da sequência do isolado da região espaçadora transcrita interna (ITS) foi realizada usando o sistema de busca com base no índice de similaridade usando o programa BLAST que está disponível no NCBI (<https://blast.ncbi.nlm.nih.gov/Blast.cgi>). O alinhamento das múltiplas sequências foi realizado utilizando o MAFFT v. 7.110 (KATO e STANDLEY, 2013) e manualmente corrigido, quando necessário. A inferência filogenética desse estudo foi baseada em Máxima Verossimilhança (MV) e Inferência Bayesiana (IB). A análise de MV foi realizada utilizando RAxML v.7.0.3 no modelo GAMMA com 1000 bootstrap (FELSENTEIN, 1985; STAMATAKIS, 2006), pelo portal online CIPRES Science Gateway v. 3.3 (MILLER *et al.*, 2010). Os valores de bootstrap foram gerados automaticamente pelo programa analisado. O isolado *Beauveria bassiana* (ARSEF 7518) foi utilizado como outgroup. A análise IB foi realizada utilizando o programa MrBayes v. 3.2.2 (RONQUIST *et*

*al.*, 2012). O melhor modelo de substituição foi estimado utilizando o jModelTest 2.1.10 (DARRIBA *et al.*, 2012) utilizando o critério de informação Akaike (AIC). A análise IB foi baseada no modelo SYM+I+G, quatro cadeias de Markov correram simultaneamente com 10.000.000 gerações, onde a cada 1000 gerações foi realizada a amostragem. A fase de burn-in foi realizada para descartadas 25% das árvores iniciais, obtendo-se o desvio padrão inferior a 0,01, enquanto as árvores remanescentes foram utilizadas para a construção do filograma calculado pela probabilidade posterior da Bayesiana (PP).

### 3.2.2.7 Análise filogenética do fungo *Purpureocillium* sp.

A sequência consenso foi realizada usando o pacote de programa STADEN v.1.6 (STADEN, 1996). A análise da sequência do isolado de beta-tubulina ( $\beta$ -tub) foi realizada usando o sistema de busca com base no índice de similaridade usando o programa BLAST que está disponível no NCBI (<https://blast.ncbi.nlm.nih.gov/Blast.cgi>). O alinhamento das múltiplas sequências foi realizado utilizando o MAFFT v. 7.110 (KATO e STANDLEY, 2013) e manualmente corrigido, quando necessário. A inferência filogenética desse estudo foi baseada em Máxima Verossimilhança (MV) e Inferência Bayesiana (IB). A análise de MV foi realizada utilizando o Mega v.7 (KUMAR *et al.*, 2016) baseada no modelo Tamura-Ney (TAMURA e NEI, 1993) com 1000 bootstraps. Os valores de bootstrap foram gerados automaticamente pelo programa analisado. O isolado *Drechmeria gunni* (número de acesso DQ522488) foi utilizado como outgroup. A análise IB foi realizada utilizando o programa MrBayes v. 3.2.2 (RONQUIST *et al.*, 2012). O melhor modelo de substituição foi estimado utilizando o jModelTest 2.1.10 (DARRIBA *et al.*, 2012) utilizando o critério de informação Akaike (AIC). A análise IB foi baseada no modelo GTR+G, quatro cadeias de Markov correram simultaneamente com 10.000.000 gerações, onde a cada 1000 gerações foi realizada a amostragem. A fase de burn-in foi realizada para descarte de 18% das árvores iniciais, obtendo-se o desvio padrão inferior a 0,01, enquanto as árvores remanescentes foram utilizadas para a construção do filograma calculado pela probabilidade posterior da Bayesiana (PP).

### 3.2.3 Avaliação do efeito dos fungos

A avaliação do efeito dos fungos sobre o ácaro *A. guerreronis* foi realizada observando os seguintes parâmetros: avaliação dos frutos atacados, avaliação da presença de *A. guerreronis*, para isso foi necessário realizar os seguintes procedimentos:

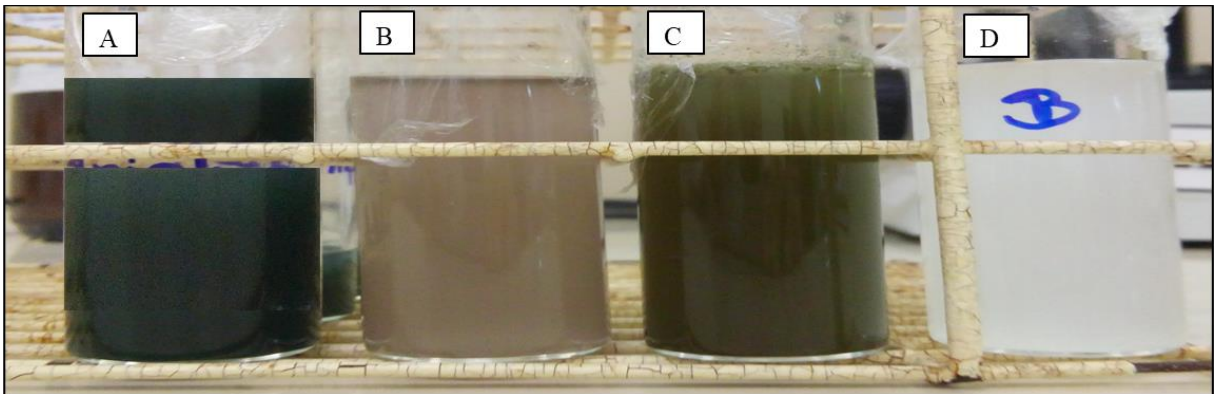
### 3 2.3.1 Multiplicação dos fungos entomopatogênicos

Os fungos isolados das áreas comerciais *Trichoderma* sp. e *Metarhizium* sp. e os fungos pertencentes a Micoteca do Laboratório de Proteção de Plantas-LPP da UFRA, *Purpureocillium* sp. e *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuil. foram utilizados para multiplicação massal em arroz parbolizado conforme metodologia de Mascarin e Quintela (2013). O arroz foi adicionado em sacos plásticos de 10 kg, umedecido com água destilada e autoclavado. Após o resfriamento, em câmara de fluxo laminar, o arroz foi repassado para as caixas transparentes, com capacidade para 29 L e adicionado 100 mL de suspensão de fungos, retirados de placas puras, onde foi adicionado 1mL de água estéril e posteriormente diluída em 100 mL de água e adicionada ao arroz. A caixa foi armazenada em condição ambiente para o crescimento dos fungos. Após a esporulação total, o arroz foi embalado em sacos plásticos com capacidade para 1 kg e armazenado em freezer a -18 °C.

### 3.2.3.2 Preparação da calda

Para obtenção da suspensão de calda e controle de qualidade da produção, 1g de arroz colonizado foi pesado em balança analítica e diluído em 9 mL de água estéril. Após agitação, 1 mL da suspensão (Figura 1) foi retirada e depositada em uma câmara Neubauer para quantificação dos esporos em quadrantes e padronização de  $1 \times 10^8$  conídios/mL (ALVES, 1998). O arroz colonizado com cada espécie de fungo (*B. bassiana*, *Metarhizium* sp., *Purpureocillium* sp. e *Trichoderma* sp.) foi colocado em baldes separados contendo aproximadamente 18L de água, o arroz foi lavado para obtenção dos esporos, após a lavagem a suspensão foi peneirada no pulverizador. O volume de calda foi calculado conforme Alfenas e Mafía (2016).

Figura 1- Suspensão dos fungos *Trichoderma* sp. (A), *Purpureocillium* sp. (B), *Metarhizium* sp. (C) e *B. bassiana* (D) para quantificação de esporos, após a produção em laboratório.



Fonte: a autora (2023)

### 3.2.3.3 Aplicação de fungos em campo

No período de janeiro a outubro de 2021, 54 plantas foram selecionadas e divididas em nove blocos casualizados com seis tratamentos, adaptado de Moreira e Nascimento (2002). Nove plantas foram selecionadas aleatoriamente para cada tratamento. O experimento consistiu em seis tratamentos e nove repetições, sendo os tratamentos: água (controle), quatro isolados de fungos *Trichoderma* sp., *Metarhizium* sp., *Purpureocillium* sp. e *B. bassiana*, e o acaricida a base de abamectina na concentração de 75 mL/100 L de água (controle padrão utilizado pela Empresa) e adicionado detergente neutro a 0,05%, com registro para a cultura do coqueiro e controle de *A. guerreronis* pelo Ministério da Agricultura e Pecuária (AGROFIT, 2022). As plantas selecionadas foram identificadas por tratamento e todos os cachos receberam aplicação do produto, apenas os frutos do cacho 14 foram avaliados ao longo do tempo.

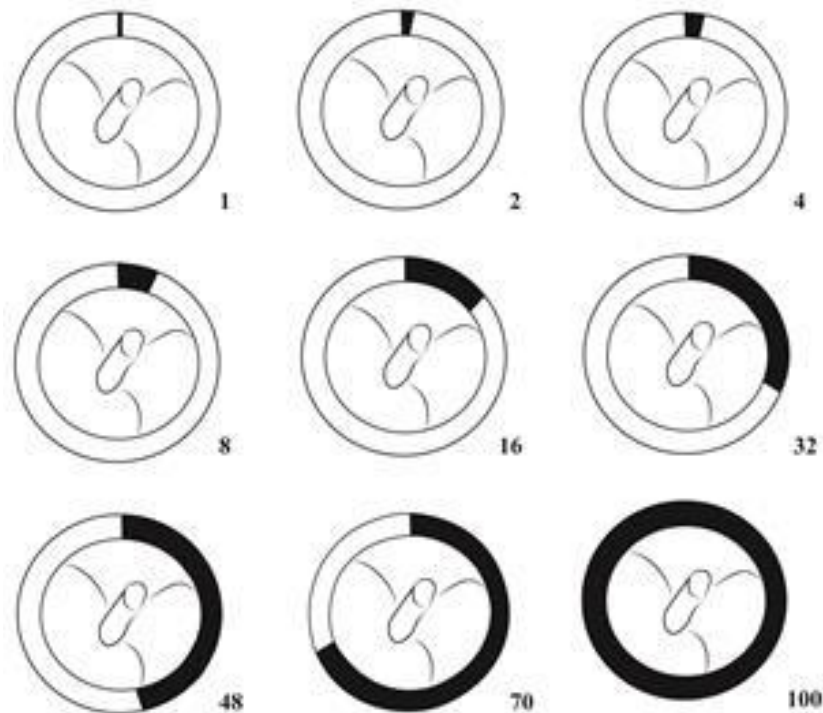
Os tratamentos foram aplicados com pulverizador costal manual, equipado com regulador de pressão de 40 libras e bico leque 110.2, em jato direcionado para os frutos dos cachos 12 ao 17, utilizando-se dois litros de calda por planta. Aplicações mensais foram realizadas, sempre no período da manhã a partir das 7:00, sob condições climáticas favoráveis (sem chuva e baixa velocidade de vento).

### 3.2.3.4 Avaliações frutos atacados por *A. guerreronis*

Em intervalos de 15 dias entre as aplicações, os frutos do cacho 14 foram avaliados e quantificados mensalmente para injúrias de *A. guerreronis*. A percentagem de frutos danificados foi calculada em relação ao número total de frutos no cacho 14 por regra de três simples. Para os frutos coletados foi adotada a escala de notas de danos segundo Souza *et al.*

(2017). Foi considerada a % de dano na região do perianto ao redor da bráctea, com base nos níveis máximos e mínimos de danos observados (Figura 2).

Figura 2- Escala esquemática segundo baseada na porcentagem de perímetro danificado (preto) ao nível da margem distal das brácteas internas em frutos de coco infestados por *A. guerreronis* indicando os níveis de dano de 1, 2, 4, 8, 16, 32, 48, 70 e 100%.



Fonte: Souza *et al.* (2017)

### 3.2.3.5 Avaliação da presença de *A. guerreronis*

De cada tratamento, um fruto do cacho 14 com injúria foi colhido por planta e avaliada a porcentagem de dano em volta das brácteas. Na ausência de fruto atacado pelo ácaro, colhia-se o fruto sem injúria, para confirmar se o ácaro estava no fruto. Os frutos foram individualizados em sacos plásticos identificados por tratamento e transportados para o laboratório de entomologia da UFRA visando a avaliação quanto a presença de ácaros mortos e vivos, adaptado de Fernando *et al.* (2007).

As brácteas de cada fruto foram removidas com lâmina de bisturi e suas superfícies inferior e superior, bem como a superfície do fruto abaixo delas foram examinadas em estereomicroscópio, todos os ácaros foram coletados. Ácaros sem movimento e opacos eram tocados com pincel e observados por um minuto, após confirmada a morte, os ácaros foram

coletados com pincel, colocados sobre lâminas microscópicas contendo uma gota de corante azul de algodão e observadas em microscópio óptico para confirmar presença de hifas ou esporos de fungo. Os ácaros vivos foram transferidos com pincel para um frasco contendo 1 mL de álcool 70% e uma gota de Tween 80 para quebrar a tensão superficial.

O número total de *A. guerreronis* foi estimado por extrapolação adaptado de Reis *et al.* (2008), foi utilizado um recipiente de acrílico com base de 2,8cm x 2,8cm e 2,00cm de altura. A base do recipiente foi dividida em 49 quadrados de 0,4 cm x 0,4 cm, O conteúdo do frasco foi transferido para o recipiente, após um minuto, oito quadrados equidistantes foram selecionados, os ácaros foram contabilizados em estereomicroscópio. A soma dos ácaros nos oito quadrados foi multiplicada por 49 e dividido o total por oito.

#### 3.2.3.6 Análise estatística

Os dados relativos à média de ácaros, porcentagem de danos no fruto e porcentagem de frutos com danos no cacho por tratamento foram analisados por meio da ANOVA, diferenças significativas entre as médias foram calculadas pelo teste de Tukey ( $p \leq 0,05$ ). Os dados da média de ácaros, foram transformados pelo método Box Cox, as análises foram realizadas através do Software estatístico R v. 4.2.1 (R Core Team, 2022). A análise de regressão foi realizada para os frutos sem injúrias.

#### 3.2.4 Avaliação de custos do controle biológico em relação ao controle químico

O cálculo foi realizado baseando-se nos custos dos produtos, detergente neutro, máquina e mão de obra, dessa forma foi possível calcular os custos de aplicação dos tratamentos/ha, visando comparar a viabilidade econômica entre os tipos de controles. Foi estimado o fluxo de caixa de um hectare de coqueiro anão verde na área de estudo. Os custos envolvidos nos controles incluíram o número de horas de trator (R\$/hora máquina, incluindo todos os custos de combustível, depreciação, manutenção de equipamentos e mão de obra); mão de obra do aplicador, e insumos: detergente neutro, que atua como adjuvante aumentando a absorção do acaricida, e o acaricida abamectina (0,3 L/ha). O custo foi estimado para 12 safras/ano, o que corresponde a 18 cachos, visto que cada cacho se origina a cada 21 dias e a colheita é realizada mensalmente. Considerando o período de aplicação mensal, sendo realizadas doze aplicações anuais.



### 3.3 Resultados

#### 3.3.1 Caracterização molecular dos fungos

Não foi possível a realização da PCR para o fungo *Trichoderma* sp., ficando a identificação somente até gênero, devido a não amplificação da cadeia do DNA.

##### 3.3.1.1 Análise filogenética de *Metarhizium anisopliae*

Com os primers ITS1 e ITS4 foi possível amplificar a sequência do isolado UFRA-MA-02 contendo 591 pb. O Blast no Genbank da sequência da região do ITS do isolado UFRA-MA-02 mostrou alta similaridade (100 %) entre o isolado-tipo de *M. anisopliae* (ARSEF 7487) e o isolado em estudo. Foram utilizadas 45 sequências para o estudo (Tabela 1).

Tabela 1 – Sequências de isolados de fungos utilizados na análise filogenética para identificação da espécie *Metarhizium anisopliae*, nativo de área comercial de coqueiro *Cocos nucifera* L., e utilizado para o controle de ácaros fitófagos, no município de Santa Izabel do Pará-PA, Amazônia Oriental, Brasil

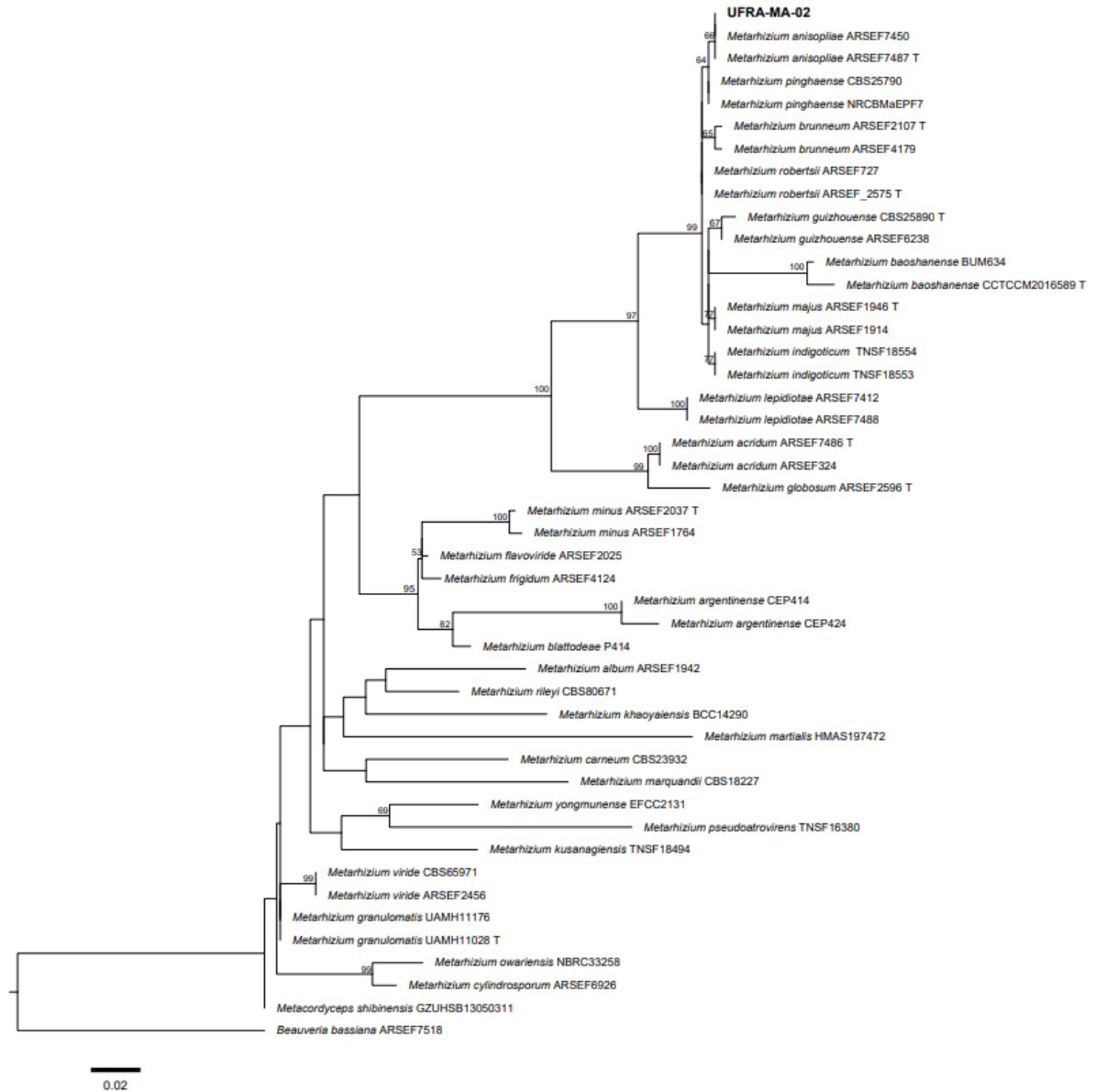
Espécie	Isolado	Número de	Referência
		acesso do GenBank ITS	
<i>Metarhizium acridium</i> *	ARSEF 7486	NR132019	Bischoof <i>et al.</i> (2009)
<i>M. acridium</i>	ARSEF 324	HM055449	Fernandes <i>et al.</i> (2009)
<i>M. argentinense</i>	CEP414/ARSEF13509	MF784813	Gutierrez <i>et al.</i> (2019)
<i>M. argentinense</i>	CEP424/ARSEF13510	MF784814	Gutierrez <i>et al.</i> (2019)
<i>M. album</i>	ARSEF 2179 / 1942	HM055452	Chen <i>et al.</i> (2018)
<i>M. anisopliae</i>	ARSEF 7450	HQ331464	Chen <i>et al.</i> (2018)
<i>M. anisopliae</i> *	ARSEF 7487	NR132017	Bischoof <i>et al.</i> (2009)
<i>M. anisopliae</i>	<b>UFRA-MA-02</b>	<b>OQ415194</b>	<b>Neste estudo</b>
<i>M. baoshanense</i> *	CCTCC M 2016589	KY264172	Chen <i>et al.</i> (2018)
<i>M. baoshanense</i>	BUM 63.4	KY264173	Chen <i>et al.</i> (2018)
<i>M. blattodeae</i>	IP414	KU182915	Montalva <i>et al.</i> (2016)
<i>M. brunneum</i> *	ARSEF 2107	NR132023	Bischoof <i>et al.</i> (2009)
<i>M. brunneum</i>	ARSEF 4179	HQ331451	Bischoof <i>et al.</i> (2009)
<i>M. carneum</i>	CBS 239.32	NR131993	Luangsa-ard <i>et al.</i> (2005)
<i>M. cylindrosporum</i>	ARSEF 6926	AF368270	-
<i>M. flavoviride</i>	ARSEF 2025	AF138269	Bischoof <i>et al.</i> (2006)
<i>M. frigidum</i> *	ARSEF 4124	NR132012	Bischoof <i>et al.</i> (2006)
<i>M. globosum</i> *	ARSEF 2596	NR132020	Bischoof <i>et al.</i> (2009)
<i>M. granulomatis</i>	UAMH 11176	HM195306	Bischoof <i>et al.</i> (2009)

<i>M. granulomatis</i> *	UAMH 11028	NR132013	Bischoof <i>et al.</i> (2009)
<i>M. guizhouense</i> *	CBS 258.90	HQ331448	Bischoof <i>et al.</i> (2009)
<i>M. guizhouense</i>	ARSEF 6238	HQ331447	Bischoof <i>et al.</i> (2009)
<i>M. indigoticum</i>	TNS-F 18553	JN049874	Kepler <i>et al.</i> (2012)
<i>M. indigoticum</i>	TNS-F 18554	JN049875	Kepler <i>et al.</i> (2012)
<i>M. khaoyaiense</i>	BCC 14290	JN049869	Kepler <i>et al.</i> (2012)
<i>M. kusanagiensis</i>	TNS-F18494	JN049873	Kepler <i>et al.</i> (2012)
<i>M. lepidiotae</i>	ARSEF 7488	HQ331456	Bischoof <i>et al.</i> (2009)
<i>M. lepidiotae</i>	ARSEF 7412	HQ331455	Sneider <i>et al.</i> (2011)
<i>M. majus</i> *	ARSEF 1946	HM055450	Mathulwe <i>et al.</i> (2021)
<i>M. majus</i>	ARSEF 1914	HQ331445	Bischoof <i>et al.</i> (2009)
<i>M. marquandii</i>	CBS 182.27	NR131994	Bischoof <i>et al.</i> (2009)
<i>M. martialis</i>	HMAS 197472	JN049881	Kepler <i>et al.</i> (2012)
<i>M. minus</i>	ARSEF 1764	HM055453	Bischoof <i>et al.</i> (2006)
<i>M. minus</i> *	ARSEF 2037	AF138271	Bischoof <i>et al.</i> (2006)
<i>M. owariense</i>	NBRC 33258	HQ165712	Mathulwe <i>et al.</i> (2021)
<i>M. pinghaense</i> *	CBS 257.90	NR077205	Bischoof <i>et al.</i> (2009)
<i>M. pinghaense</i>	NRCBMaEPF7	MN892389	Bischoof <i>et al.</i> (2009)
<i>M. pseudoatrovirens</i>	TNSF 16380	JN049870	Kepler <i>et al.</i> (2012)
<i>M. rileyi</i>	CBS 806.71	NR119513	Sung <i>et al.</i> (2007)
<i>M. robertsii</i> *	ARSEF2575	NR132011	Bischoof <i>et al.</i> (2009)
<i>M. robertsii</i>	ARSEF 727	HQ331453	Bischoof <i>et al.</i> (2009)
<i>M. viride</i>	ARSEF 2456	EU553291	Inglis e Tigano (2006)
<i>M. viride</i>	CBS 659.71	HQ165714	Luangsa-ard <i>et al.</i> (2017)
<i>M. yongmunense</i>	EFCC 2131	JN049856	Kepler <i>et al.</i> (2012)
<i>Metacordyceps shibinensis</i> *	GZUHSB 13050311	KR153585	Wen <i>et al.</i> (2015)
<i>Beauveria bassiana</i>	ARSEF 7518	HQ880762	Rehner <i>et al.</i> (2011)

\*isolado tipo Fonte: a autora (2023)

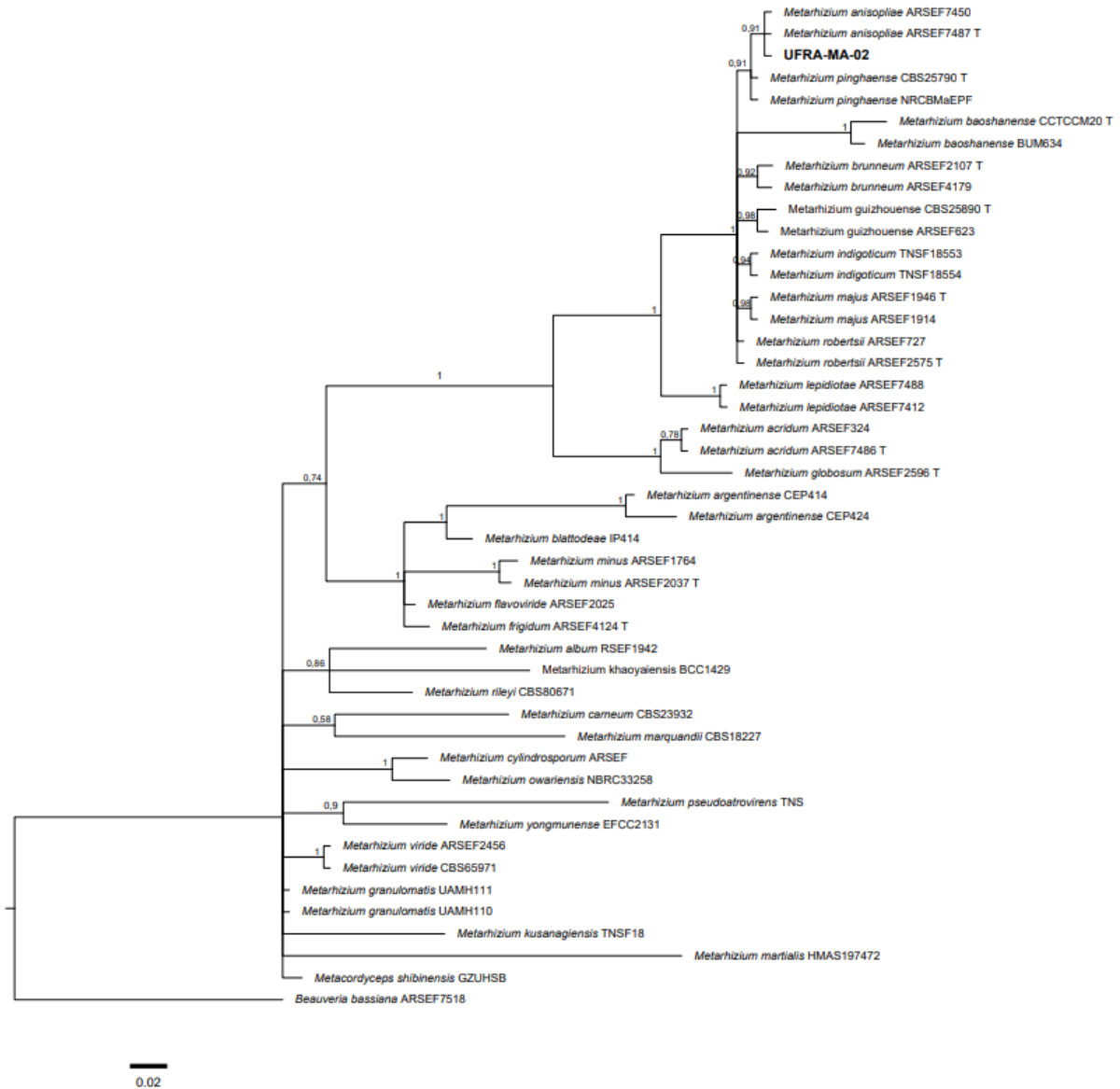
As árvores filogenéticas obtidas pela análise de Máxima Verossimilhança MV (Figura 3) e Inferência Bayesiana IB (Figura 4) tiveram topologia idênticas e não foram significativamente diferentes. Tanto na análise de MV e de IB foi possível observar que o isolado UFRA-MA-02 pertence a espécie *M. anisopliae* (Metschn.) Sorokin, pertencente à família Clavicipitaceae com suporte de bootstrap de 66 % e probabilidade e posterior de 91%.

Figura 3- Análise de Máxima Verossimilhança (RAxML) das sequências de ITS do isolado UFRA-MA-02 utilizado nesse estudo. Para as demais sequências do estudo, a identificação dos isolados segue posterior ao nome da espécie. Valores de suporte estatísticos maiores de 60% são mostrados nos nós através do bootstrap. O isolado *Beauveria bassiana* foi designado como out-group. T – isolado-tipo



Fonte: a autora (2023)

Figura 4- Análise Bayesiana de seqüências de ITS do isolado UFRA-MA-02 utilizado nesse estudo. Para as demais seqüências do estudo, a identificação dos isolados segue posterior ao nome da espécie. Valores de suporte estatísticos maiores de 70% são mostrados nos nós através da probabilidade posterior. O isolado *Beauveria bassiana* foi designado como out-group. T – isolado-tipo



Fonte: a autora (2023)

### 3.3.1.2 Análise filogenética de *Purpureocillium lilacinum*

Com os primers  $\beta$ -tubulin-F (5' ACGCTGCTCATCTCCAAGAT 3') e  $\beta$ -tubulin-R (5' TCAATGCAGAAGGTCTCGTC 3') foi possível amplificar a seqüência do isolado *Purpureocillium* sp. contendo 643 pb. O Blast no Genbank da seqüência de  $\beta$ -tubulina do

isolado mostrou alta similaridade (100 %) entre o isolado-tipo de *Purpureocillium lilacinum* (CBS 284.36). Foram utilizadas 16 sequências para o estudo (Tabela 2).

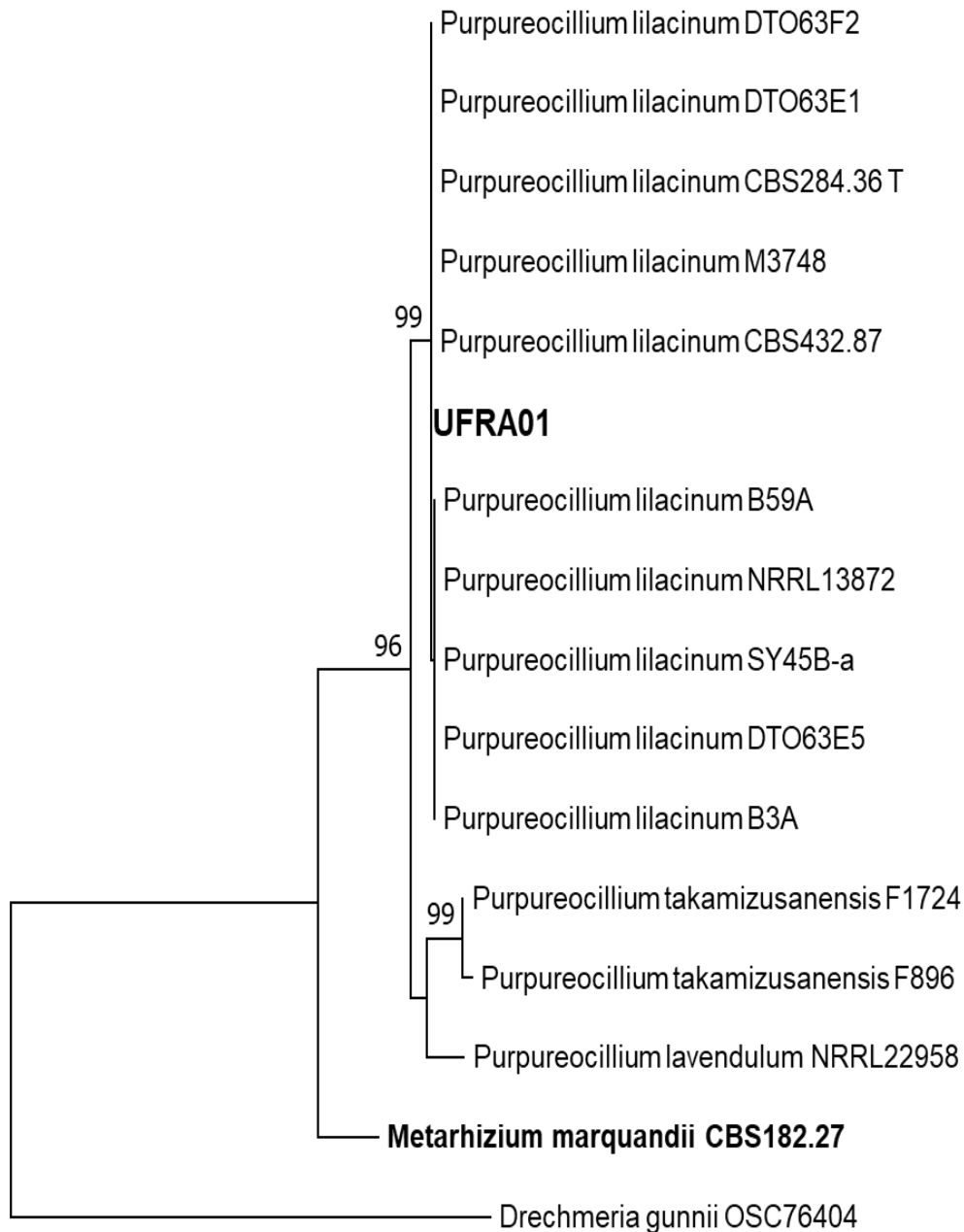
As árvores filogenéticas obtidas pela análise de MV (Figura 5) e IB (Figura 6) tiveram topologia idênticas e não foram significativamente diferentes. Tanto na análise de MV e de IB foi possível observar que o isolado é da espécie *Purpureocillium lilacinum* (Thom.) Samson, pertencente a família Ophiocordycipitaceae com suporte de bootstrap de 99 % e probabilidade posterior de 96%.

Tabela 2 – Sequências de isolados de fungos utilizados na análise filogenética para identificação da espécie *Purpureocillium lilacinum* utilizado para o controle de ácaros fitófagos em área comercial de *Cocos nucifera* L., no município de Santa Izabel do Pará-PA, Amazônia Oriental, Brasil.

<b>Espécie</b>	<b>Isolado</b>	<b>Número de acesso do GenBank <math>\beta</math>-tubulina</b>	<b>Referência</b>
<i>P. lilacinum</i>	CBS 284.36 <sup>T</sup>	AY624227	LUANGSA-ARD <i>et al.</i> , 2005
<i>P. lilacinum</i>	NRRL13872	GU979997	Não publicado
<i>P. lilacinum</i>	DTO 63E5	GU968702	HOUBRAKEN <i>et al.</i> , 2010
<i>P. lilacinum</i>	CBS 432.87	AY624228	LUANGSA-ARD <i>et al.</i> , 2005
<i>P. lilacinum</i>	M3748	KC157849	Não publicado
<i>P. lilacinum</i>	B3A	HM242265	JOHNY <i>et al.</i> , 2012
<i>P. lilacinum</i>	B59A	HM242266	JOHNY <i>et al.</i> , 2012
<i>P. lilacinum</i>	SY45B-a	HM242267	JOHNY <i>et al.</i> , 2012
<i>P. lilacinum</i>	DTO 63F2	GU968703	HOUBRAKEN <i>et al.</i> , 2010
<i>P. lilacinum</i>	DTO 63E1	GU968701	HOUBRAKEN <i>et al.</i> , 2010
<i>P. lilacinum</i>	<b>UFRA01</b>	<b>OP957287</b>	<b>Neste estudo</b>
<i>P. lavendulum</i>	NRRL 22958	GU980007	Não publicado
<i>P. takamizusanensis</i>	F1724	GU980010	Não publicado
<i>P. takamizusanensis</i>	F896	GU980011	Não publicado
<i>Metarhizium marquandii</i>	CBS 182.27 <sup>T</sup>	AY624229	LUANGSA-ARD <i>et al.</i> , 2005
<i>Drechmeria gunnii</i> (Out-group)	OSC 76404	DQ522488	SPATAFORA <i>et al.</i> , 2007

T-isolado-tipo Fonte: a autora (2023)

Figura 5- Análise de Máxima Verossimilhança das sequências de  $\beta$ -tubulina do isolado UFRA 01 utilizado nesse estudo. Para as demais sequências do estudo, a identificação dos isolados segue posterior ao nome da espécie. Valores de suporte estatísticos maiores de 70% são mostrados nos nós através do bootstrap. O isolado *Drechmeria gunnii* foi designado como out-group. T – isolado-tipo



0.10

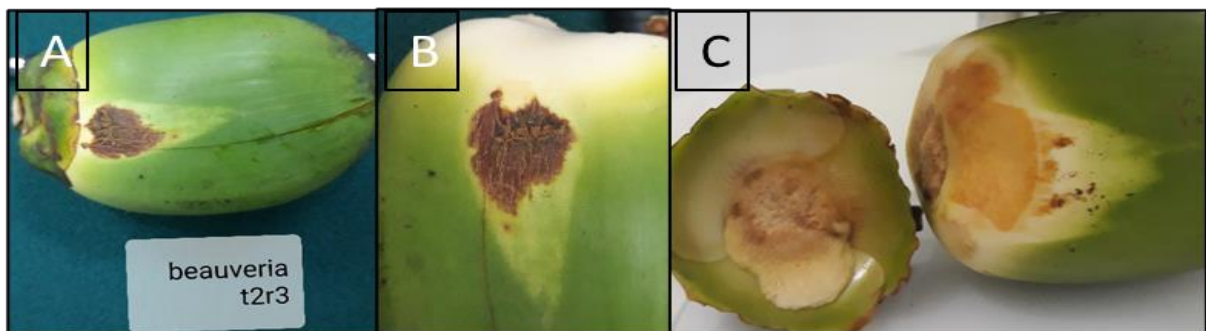
Fonte: a autora (2023)



por *A. guerreronis* (Tabela 3). Um fruto tratado com *B. bassiana* estava com necrose abaixo da bráctea e com o perianto sem dano, nesse fruto não havia ácaros (Figura 7 A, B), geralmente a necrose se inicia do perianto a partir da parte protegida pela bráctea, à medida que o fruto cresce a injúria torna-se visível (Figura 7 C). O número de frutos não infestados variou com tempo, com baixa quantidade de frutos para o tratamento controle, o tratamento *P. lilacinum* apresentou maior número de frutos não infestados com tendência de aumento a partir da sexta aplicação (Figura 8), possivelmente esse fungo pode ter estimulado a dispersão dos ácaros.

Em relação aos períodos chuvoso e seco, não houve diferença entre os tratamentos para frutos danificados e nem para porcentagem de danos no fruto (Tabelas 4 e 5).

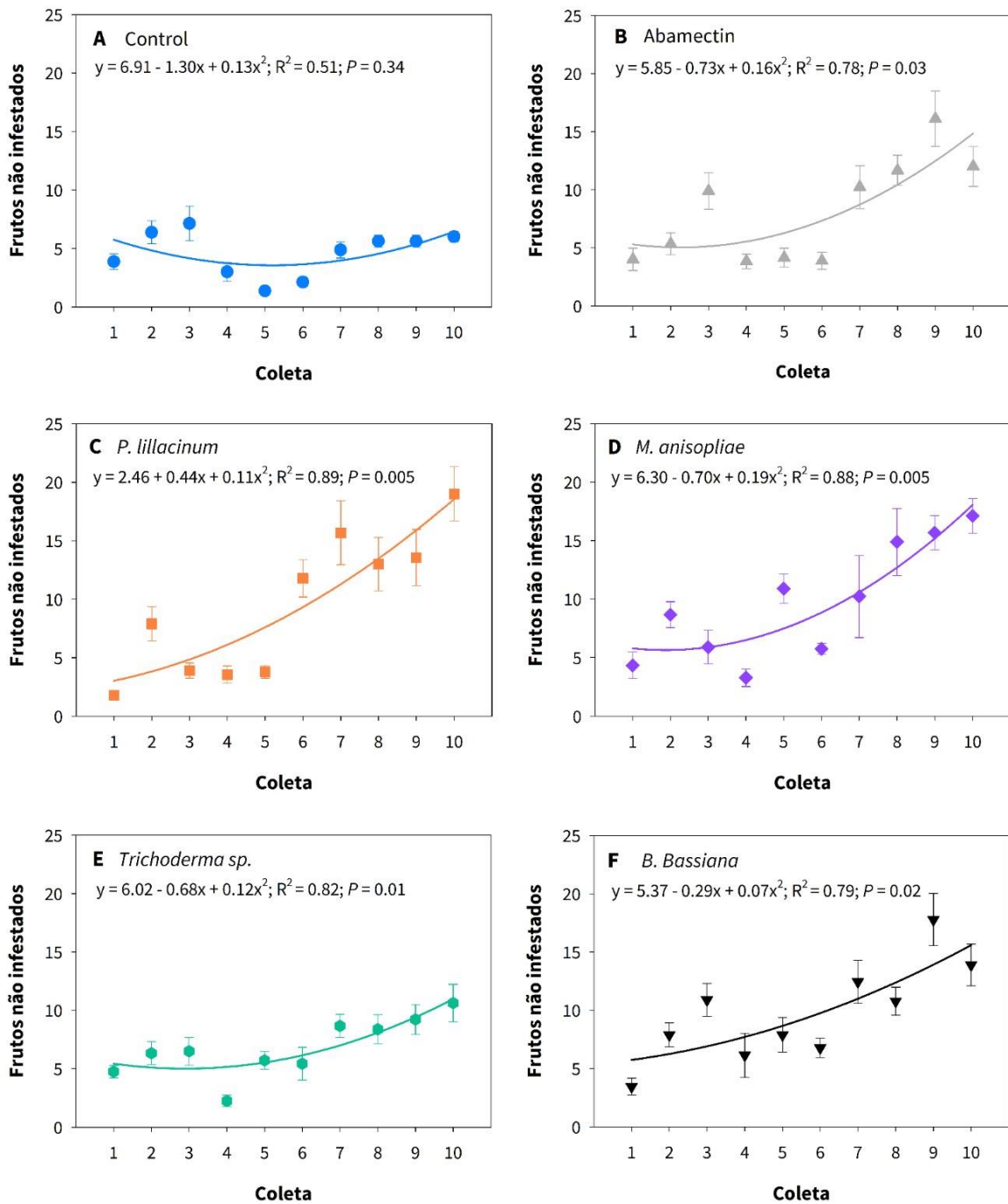
Figura 7- Fruto com injúria causada por *A. guerreronis* tratado com *B. bassiana* (A), perianto sem necrose (B) e fruto danificado sem tratamento (C), em plantio comercial de *C. nucifera* no município de Santa Isabel do Pará-PA, Amazônia Oriental, Brasil.



Fonte: a autora (2023)

Figura 8- Número de frutos de *C. nucifera*, não infestados por *A. Guerreronis* durante o período de aplicação dos tratamentos avaliados aos 15 dias após a aplicação dos tratamentos no período de janeiro a outubro/2021, no município de Santa Isabel do Pará-PA, Amazônia Oriental, Brasil.





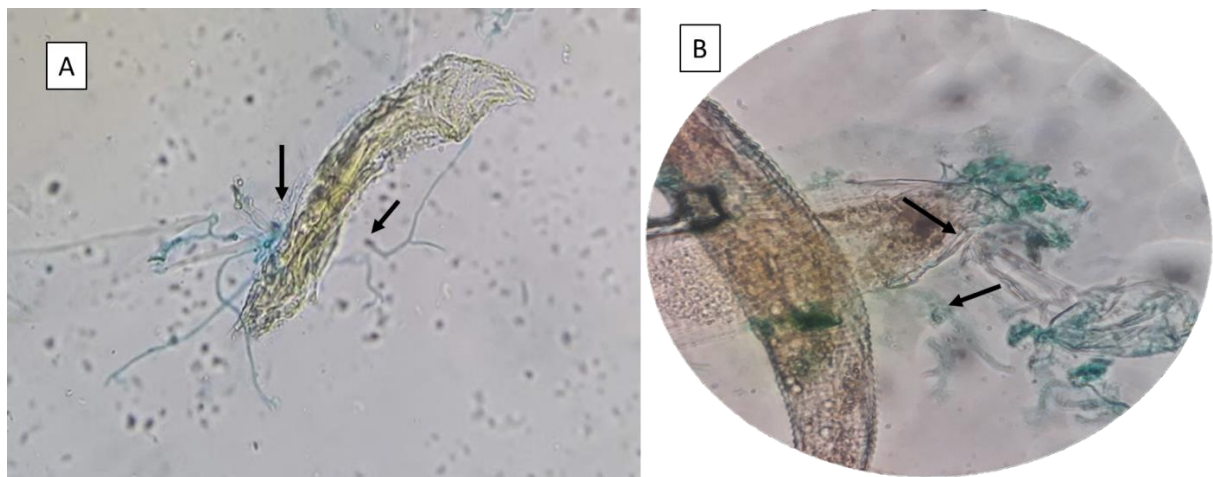
Fonte: a autora (2023)

### 3.3.2.2 Avaliação da presença de *A. guerreronis*

Não foram encontrados ácaros mortos sob as brácteas em nenhum dos tratamentos. No entanto, fora da bráctea foram encontrados em dois frutos ácaros mortos com esporos de *P. lilacinum* e *B. bassiana* (Figura 9). De acordo com o teste de kruskal-wallis, o número de *A.*

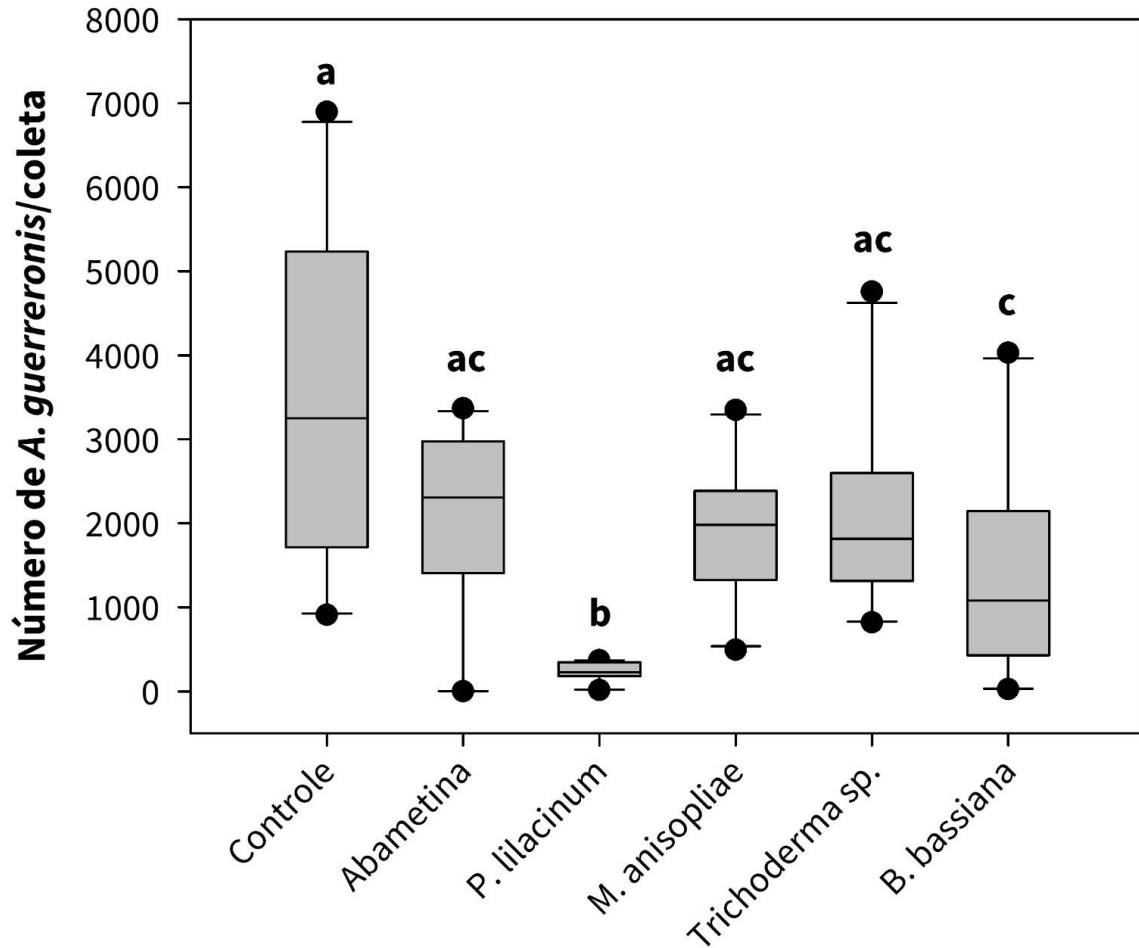
*guerreronis* vivos foi influenciada pelos tratamentos nas coletas realizadas a cada 15 dias após a aplicação, com diferença significativa ( $\chi^2 = 70.04$ ;  $df = 5$ ;  $P < 0.005$ ), sendo maior para o tratamento controle (água), seguido dos tratamentos *Trichoderma* sp. abamectina, *M. anisopilae* e *B. bassiana* e menor para *P. lilacinum* (Figura 10). No período de janeiro a outubro, após as aplicações, os tratamentos com *B. bassiana* e *P. lilacinum* apresentaram a menor média de ácaros vivos de *A. guerreronis*, diferenciando-se dos demais tratamentos (Tabela 3).

Figura 9- Ácaros mortos encontrados fora da bráctea em frutos tratados com *P. lilacinum* (A) e *B. bassiana* (B) em plantio comercial de *Cocos nucifera* L., município de Santa Izabel do Pará-PA, Amazônia Oriental, Brasil.



Fonte: a autora (2023)

Figura 10- Número de *A. guerreronis* por coleta (15 dias após a aplicação dos tratamentos) em frutos de *C. nucifera*, var. anão verde, no período de janeiro a outubro/2021, no município de Santa Izabel do Pará-PA, Amazônia Oriental, Brasil. Médias seguidas da mesma letra não se diferem estatisticamente.



Fonte: a autora (2023)

No período chuvoso que compreenderam aos meses de janeiro a maio (inverno amazônico), a média populacional de *A. guerreronis* também foi menor para os frutos tratados com *P. lilacinum* e *B. bassiana* (Tabela 4), no entanto no período menos chuvoso de junho a outubro (verão amazônico), a média populacional foi menor para o tratamento com *P. lilacinum* diferenciando-se de todos os tratamentos avaliados (Tabela 5). Comparando-se os dois períodos, observa-se que no período de junho a outubro houve expressivo aumento de 22% na média populacional de *A. guerreronis* para o tratamento controle (água). Nesse período ocorre a redução das chuvas, aumento de temperatura e redução da umidade relativa do ar (Figura 11) e consequente aumento populacional de ácaros. No inverno amazônico, período com mais intensidade de chuvas, os frutos são “lavados”, e possivelmente ocorre o controle natural dos ácaros.

Tabela 3- Percentagem geral de números de frutos danificados no cacho 14, % de dano no fruto, média populacional de *A. guerreronis* em frutos de *C. nucifera*, var. anão verde e controle do ácaro em relação ao tratamento controle, após 15 dias da aplicação dos tratamentos, no período de janeiro a outubro/2021, no município de Santa Izabel do Pará-PA, Amazônia Oriental. Brasil.

<b>Tratamento</b>	% de frutos danificados por <i>A. guerreronis</i>	% de danos no fruto	Média de <i>A. guerreronis</i>	% de controle
<b>Água</b>	11,54± 0,71 ab	12,77125 ± 0,6 cd	3845,023 ± 352,17 a	-
<b>Abamectina</b>	13,66 ± 0,82 ab	18,74853 ± 0,77 a	2092,557 ± 185,48 b	46
<b><i>Trichoderma</i> sp.</b>	14,94 ± 0,85 a	11,7125 ± 0,88 d	2121,412 ± 236,98 b	45
<b><i>M. anisopliae</i></b>	13,50 ± 0,82 ab	17,55294 ± 0,56 ab	21978,399 ± 242,56 b	43
<b><i>B. bassiana</i></b>	10,9719 ± 0,77 3b	13,21373 ± 0,48 cd	1426,693± 153,66 b	63
<b><i>P. lilacinum</i></b>	13,2544 ± 0,63 ab	15,37552 ± 0,57 bc	240,597± 44,5 c	94
<b>CV (%)</b>	14,81	11,02	8,27	-

Médias com letras iguais na coluna não diferem entre si, pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade  
Fonte: a autora (2023)

Tabela 4- Percentagem de frutos danificados no cacho 14, % de dano no fruto, média populacional do número de *A. guerreronis* em frutos de *C. nucifera*, var. anão verde, 15 dias após aplicação dos tratamentos no período chuvoso amazônico (janeiro a maio/2021) no município de Santa Izabel do Pará-PA, Amazônia Oriental. Brasil.

<b>Tratamento</b>	% de frutos danificados no cacho 14	% de danos no fruto	Média de <i>A. guerreronis</i>	% de controle
<b>Água</b>	10,29 ± 2,07a	0,09 ± 0,05a	2400,82 ± 376,36 a	-
<b>Abamectina</b>	17,02 ± 5,67a	0,22 ± 0,04a	1930,04 ± 352,9 a	20
<b><i>Trichoderma</i> sp.</b>	15,08 ± 1,47a	0,16 ± 0,03a	2496,14 ± 254,6 a	-4
<b><i>M. anisopliae</i></b>	17,93 ± 4,86a	0,2 ± 0,04a	1967,35 ± 177,72 a	18
<b><i>B. bassiana</i></b>	12,03 ± 3,88a	0,14 ± 0,04a	749,65 ± 228,15 b	69
<b><i>P. lilacinum</i></b>	13,14 ± 2,70a	0,18 ± 0,02a	207,36 ± 20,93 b	91
<b>CV (%)</b>	60,81	51,01	14,30	-

Médias com letras iguais na coluna não diferem entre si, pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade  
Fonte: a autora (2023)

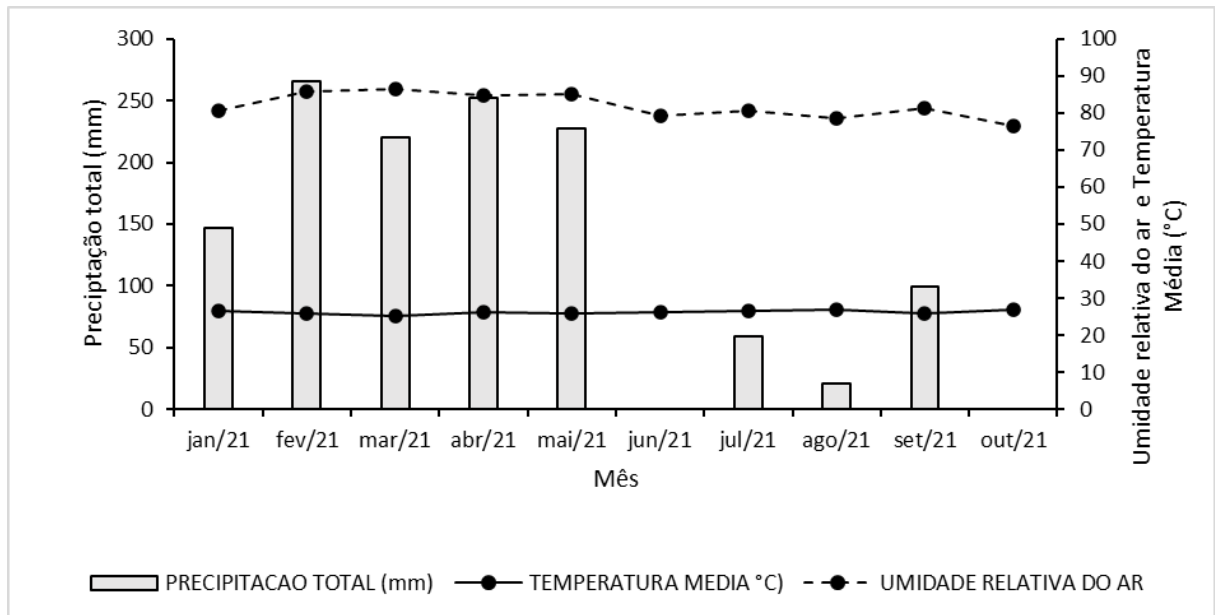
Tabela 5- Percentagem de frutos danificados no cacho 14, % de dano no fruto, média populacional de *A. guerreronis* em frutos de *C. nucifera*, var. anão-verde, 15 dias após aplicação dos tratamentos no período seco (junho a outubro) no município de Santa Izabel do Pará-PA, Amazônia Oriental. Brasil.

<b>Tratamento</b>	% de frutos danificados por <i>A. guerreronis</i>	% de danos no fruto	Média de <i>A. guerreronis</i>	% de controle
<b>Água</b>	8,52 ± 1,48a	0,14 ± 0,02a	3084,64 ± 323,87 a	-
<b>Abamectina</b>	11,66 ± 1,04a	0,15 ± 0,02a	2001,24 ± 464,69 a	35

<i>Trichoderma sp.</i>	15,19 ± 3,36a	0,06 ± 0,02a	1924,12 ± 64,19 a	38
<i>M. anisopliae</i>	10,74 ± 1,92a	0,16 ± 0,03a	1834,54 ± 97,23 a	41
<i>B. bassiana</i>	10,47 ± 1,91a	0,13 ± 0,03a	1983,63 ± 390,99 a	36
<i>P. lilacinum</i>	13,36 ± 1,53a	0,13 ± 0,01a	244,52 ± 33,1 b	92
<b>CV (%)</b>	<b>39,80</b>	<b>39,97</b>	<b>3,86</b>	<b>-</b>

Médias com letras iguais na coluna não diferem entre si, pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade  
 Fonte: a autora (2023)

Figura 11- Condições climáticas no período de aplicação (janeiro a outubro/2021) dos tratamentos a base de abamectina e fungos entomopatogênicos, para o controle de ácaros fitófagos em área comercial de coqueiro *Cocos nucifera* L., no município de Santa Izabel do Pará-PA, Amazônia Oriental, Brasil



Fonte: Dados climáticos da estação meteorológica da SOCOCO e do INMET (2021)

### 3.3.3 Custo de aplicação

O custo de aplicação do acaricida padrão utilizado pela empresa foi de R\$ 186,19/ha, de *B. bassiana* e *P. lilacinum* foi de R\$ 118,13/ha. Considerando doze aplicações anuais, houve uma redução no custo de R\$ 816,72/ha, gerando uma economia de 38,55% na aplicação desses fungos em relação ao produto padrão utilizado pela empresa (Tabela 6).

Tabela 6- Custos de aplicação de produtos (R\$): químico e fungos entomopatogênicos para controle do ácaro-da-necrose, *A. guerreronis*, em plantio comercial de coqueiro no município de Santa Izabel do Pará-PA, Amazônia Oriental, Brasil.

Produto	Quantidade	Insumos (custo de aplicação para 1ha)	Custo de aplicação anual	Redução de custo em relação ao produto padrão da empresa	Economia anual
Abamectina	0,69 L/ha*	186,19*	2.234,28	-	-
<i>B. bassiana</i>	0,80Kg/ha**	118,13	1.417,56	816,72	36,55%
<i>P. lilacinum</i>	0,80Kg/ha**	118,13	1.417,56	816,72	36,55%

\*Dados concedidos pela Empresa SOCOCO. \*\*Dados concedidos pelo laboratório de proteção de plantas da UFRA.

### 3.4 Discussão

Foram identificadas as seguintes espécies de fungos entomopatogênicos *Metarhizium anisopliae* e *Purpureocillium lilacinum*. *Metarhizium anisopliae* é a espécie mais estudada do gênero *Metarhizium* (MASCARIN *et al.*, 2019). A espécie *P. lilacinum*, de acordo com Yamamoto *et al.* (2020) às vezes é identificada erroneamente como *Isaria* spp., pois os anamorfos de ambos os grupos são semelhantes. Luangsa-ard *et al.* (2011) em estudo morfológico e filogenético aprofundado, propuseram a criação do gênero *Purpureocillium* para acomodar a espécie *Paecilomyces lilacinus*, modificando-a para *Purpureocillium lilacinum*, por isso é importante além da identificação morfológica, complementar com as análises moleculares.

Prasad *et al.* (2015) analisaram o genoma de *P. lilacinum* e identificaram as proteínas que explicam as características multitróficas (saprofítico, parasita de ovos e endofítico de plantas) deste fungo. No Brasil *P. lilacinum* é usado para o controle de nematóides parasitas de plantas (AGROFIT, 2022). Além de seu papel como bionemático, esse fungo tem ação inseticida (MEDEIROS *et al.*, 2018; LIU *et al.*, 2022) e acaricida (ANGELO *et al.*, 2012; FIEDLER e SOSNOWSKA, 2007).

A ausência de ácaros mortos sob as brácteas, após a aplicação dos tratamentos, sugere que em campo e nos frutos, a ação dos fungos no controle dos ácaros, sob a bráctea, pode ser de forma enzimática ou pela produção de metabolitos tóxicos, produzidos pelos fungos em contato com os ácaros. Os ácaros são protegidos pelas brácteas florais que recobrem o perianto do fruto (SILVA *et al.*, 2017), possivelmente os fungos desempenham papel desalojante, pois apesar de não ter encontrado ácaros mumificados, os tratamentos com os fungos *B. bassiana* e *P. lilacinum* diferenciaram-se do tratamento padrão (acaricida) e do tratamento controle (água), pois nos tratamentos com fungos havia um número expressivo de frutos tratados que estavam

danificados e com baixo número de ácaros sob as brácteas, além disso *P. lilacinum* apresentou maior número de frutos não infestados por *A. guerreronis*. A relação entre fungos e artrópodes é complexa, em alguns casos, insetos podem ser atraídos ou repelidos por voláteis ou metabólitos produzidos por fungos (KEPLER e BRUCK, 2006; ROHLFS e CHURCHILL, 2011).

O processo de infecção de fungos entomopatogênicos ocorre pela adesão e germinação dos conídios na cutícula e penetração do tubo germinativo no tegumento. Ao invadir a hemocele, o fungo coloniza a hemolinfa e outros tecidos internos, levando à morte do hospedeiro (SAMUELS *et al.*, 2016). Os ácaros infectados ficam com o corpo coberto por micélio, descolorido e endurecido, contendo estruturas reprodutivas que são úteis para a identificação do patógeno (ALVES, 1998; CAVALCANTI *et al.*, 2008). Dois ácaros mortos com esporos de *P. lilacinum* e *B. bassiana* foram encontrados fora das brácteas. A ação dos fungos também pode estar relacionada ao momento da dispersão dos ácaros quando estes saem do perianto para se dispersarem e caminharem sobre o epicarpo do fruto (MELO *et al.*, 2012b; SILVA *et al.*, 2017). Os fungos são conhecidos por produzir um amplo espectro de metabólitos secundários, incluindo toxinas (VEGA *et al.*, 2012). Isolados virulentos geralmente expressam abundância na produção de enzimas, proteases, por exemplo, estão ligadas aos esporos, produzem e liberam eficientemente exoenzimas durante a penetração cuticular e geram toxinas à medida que o fungo coloniza o hospedeiro (KHAN *et al.*, 2012). Barreto *et al.* (2004) avaliaram o efeito de diferentes isolados de *B. bassiana* e *M. anisopliae* sobre *Mononychellus tanajoa* (Bondar) (Tetranychidae) em laboratório e concluíram que isolados de *B. bassiana* foram mais eficientes. Na Índia, isolados de *Beauveria* causaram mortalidade equivalente ao fungo *Hirsutella tompsoni* (Fischer) em teste de patogenicidade sobre o ácaro *A. guerreronis* (KALMATH *et al.*, 2012). Em teste de patogenicidade de dois isolados de *B. bassiana* e um de *M. anisopliae*, sobre o ácaro *Phyllocoptes gracilis* Nalepa (Eriophyidae), um isolado de *Beauveria* causou maior mortalidade dos ácaros (MINGUELY *et al.*, 2021).

O tratamento com *P. lilacinum* apresentou a menor média populacional de *A. guerreronis*, corroborando com os resultados encontrados por Fiedler e Sosnowska (2007) que testaram *Paecilomyces lilacinus* (Thom.) Samson sobre ácaro rajado *Tetranychus urticae* (Tetranychidae) em plantas de feijão em condição de laboratório e casa de vegetação, em laboratório houve 78% de mortalidade e 60% em casa de vegetação, ressalta-se que até o ano de 2011 o fungo *Purpureocillium lilacinum* era conhecido como *Paecilomyces lilacinus*. De acordo com Shin *et al.* (2017), *P. lilacinum* tolera temperaturas de até 38 °C, a temperatura

média do município de Santa Isabel no período estudado foi próxima de 30 °C (Figura 8). Observa-se que no período seco as temperaturas são mais elevadas (Figura 8). Angelo *et al.* (2012), em teste de patogenicidade constataram efeito patogênico de *P. lilacinum* sobre o carrapato *Rhipicephalus microplus* Canestrini (Ixodidae).

Em relação a porcentagem de frutos danificados por *A. guerreronis* o fungo *P. lilacinum* não diferenciou do tratamento padrão com abamectina, Melo *et al.* (2012b) aplicaram abamectina mensalmente em todos os cachos e observaram baixos níveis de danos nos frutos. De acordo com Galvão *et al.* (2012), a dispersão de *A. guerreronis* ocorre pela ação do vento ou por artrópodes, transportando espécimes de uma planta para outra. A baixa qualidade, quantidade e disponibilidade de alimento (GALVÃO *et al.*, 2011), competição intra-específica (SABELIS e BRUIN, 1996), competição com outros ácaros fitófagos (LAWSON-BALAGBO *et al.*, 2007) e presença de inimigos naturais (LAWSON-BALAGBO *et al.*, 2007; GALVÃO *et al.*, 2011) são fatores que afetam a dispersão de *A. guerreronis*.

No período de janeiro a outubro, o tratamento *Trichoderma* sp. apresentou a menor porcentagem de danos no fruto, no entanto, teve mais frutos danificados em relação aos demais tratamentos e em relação à média de *A. guerreronis* no fruto, diferenciando-se apenas do tratamento controle e do tratamento com *P. lilacinum*.

De acordo com Nugroho e Ibrahim (2007), fatores climáticos como temperatura e umidade relativa e precipitação em condições ideais favorecem a eficácia do fungo quando aplicados em campo. Esses autores estudaram a eficácia de isolados de *B. bassiana*, *M. anisopliae* e *Paecilomyces fumoroseus* (Wise) Brawn & Smith sobre o ácaro *Polyphagotarsonemus latus* (Bank) (Tarsonemidae) e observaram que o fungo *B. bassiana* foi favorecido pelas condições climáticas em campo. Neste trabalho, houve redução na média de *A. guerreronis* para o tratamento com *B. bassiana* no período chuvoso, o que sugere que as condições climáticas do período favoreceram a ação desse fungo. A precipitação é um dos fatores que impactam a densidade populacional de ácaros em plantios de coco, quanto maior a precipitação, menor a população de ácaros (LAWSON-BALAGBO, *et al.*, 2007; REIS *et al.*, 2008; SOUZA *et al.*, 2012). No entanto, no período chuvoso a densidade populacional de *A. guerreronis* foi influenciada significativamente pelos tratamentos com *B. bassiana* e *P. lilacinum*, diferenciando dos demais tratamentos.

Em relação ao controle de pragas, umas das principais características desejáveis é que seja sustentável e com baixo custo, nesse sentido os fungos *B. bassiana* e *P. lilacinum* apresentaram uma economia significativa em relação ao acaricida químico, gerando uma



economia no custo de aplicação conforme demonstrado na Tabela 6, importante salientar que neste trabalho considerou-se apenas o custo de substituição de produtos, mantendo-se as demais características de aplicação sem alteração. Esses fungos favorecem a proteção das plantas contra o *A. guerreronis* e auxiliam na produção racional de coco anão verde na Amazônia de maneira sustentável. Os fungos entomopatogênicos oferecem grandes vantagens a longo prazo, diminuindo a contaminação dos aplicadores, animais, consumidores finais, solo, polinizadores, bacias hidrográficas, lençóis freáticos e mananciais de água (ZIMMERMANN 2007a; 2007b).

Quanto aos custos de aplicação dos fungos entomopatogênicos em relação ao acaricida, notou-se que houve redução de custo de aplicação, quando aplicado os produtos biológicos nativos da área e da região. Essa redução na cadeia produtiva dos frutos do coqueiro é importante para a empresa, porque poderá oferecer um fruto de qualidade gerando mais receita e lucro. Esses resultados, da redução em 36,55%, dos custos de aplicação de produtos para o controle de ácaros, dará subsídios para os setores da organização e fitossanidade, é essencial para uma gestão assertiva, mantendo a cadeia produtiva da cocoicultura, mais saudável e ecologicamente viável, principalmente na conservação do solo e da biodiversidade das áreas de plantio.

### 3.5 Considerações finais

- Análise molecular é uma ferramenta importante e precisa para a identificação de fungos entomopatogênicos, complementando as análises morfológicas.

- Apesar de não ter sido observada a esporulação dos ácaros em campo, mesmo porque não se tem controle da saída destes na disseminação, houve redução do número de ácaros em relação ao acaricida e controle. O que sugere a ação acaricida dos produtos biológicos a base de *B. bassiana* e *P. lilacinum* utilizados. Conforme os resultados obtidos, foi possível observar que os tratamentos com os fungos *B. bassiana* e *P. lilacinum* reduziram comprovadamente 63% e 94% da população de ácaros após dez meses de aplicação dos tratamentos em campo, sendo que o tratamento à base de *P. lilacinum*, tanto no período chuvoso quanto no seco manteve as reduções populacionais em 91% e 92%, respectivamente.

- Os fungos estudados neste trabalho são ferramentas ecológicas valiosas para a regulamentação sustentável ou manejo de ácaros de plantas. Frutos tratados com aplicações de

fungos entomopatogênicos e acaricida químico, diminuem a população do ácaro *A. guerreronis*. Todavia, os fungos *B. bassiana* e *P. lilacinum* tem potencial para desenvolvimento de bioacaricida.

- As aplicações em campo a base dos fungos *B. bassiana* e *P. lilacinum*, são tecnologias pioneiras e inovadoras ao controle do ácaro da necrose *A. guerreronis*, na Amazônia Oriental Brasileira, pois são sustentáveis, ecológicas e economicamente viáveis, principalmente para o fungo *P. lilacinum* que controla mais de 90% da população, reduzindo os custos de produção da cocoicultura amazônica e os impactos negativos ao meio ambiente, que podem ser provocados pelo uso intensivo dos acaricidas químicos.

## REFERÊNCIAS

AGROFIT. (2022). Sistema de Agrotóxicos Fitossanitários. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento do Brasil, 2022. Consulta de Praga/Doença. Disponível em: [http://http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit\\_cons/principal\\_agrofit\\_cons](http://http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons). Acesso em: 12 de janeiro de 2022.

ALFENAS, A. C.; MAFIA, R. G. 2ª ed. **Métodos em fitopatologia Viçosa**. MG: Universidade Federal de Viçosa, editora: UFV, 2016, 516p.

ALVES, S. B. Fungos entomopatogênicos. *In: Controle microbiano de insetos* 2.ed. Piracicaba: FEALQ, p. 289-381, 1998.

ALVES, S. B.; LOPES, R. B. (Ed.). **Controle microbiano de pragas na América Latina: avanços e desafios**. Piracicaba: FEALQ, 2008, 414 p.

ANGELO, I. C.; FERNANDES, É. K.; BAHIENSE, T. C.; PERINOTTO, W.; GOLO, P. S.; MORAES, A. P. R.; BITTENCOURT, V. R. Virulence of *Isaria* sp. and *Purpureocillium lilacinum* to *Rhipicephalus microplus* tick under laboratory conditions. **Parasitology Research**, v. 111, n. 4, p. 1473-1480, 2012.

ARAÚJO, I. M. M.; OLIVEIRA, A. G. R. C. Agronegócio e agrotóxicos: impactos à saúde dos trabalhadores agrícolas no nordeste brasileiro. **Trabalho Educação e Saúde**, v. 15, n. 1, p.117-129, 2017.

BARRETO, R. S.; MARQUES, E. J.; GONDIM JR, M. G. C.; OLIVEIRA, J. V. D. Selection of *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuill. and *Metarhizium anisopliae* (Metsch.) Sorok. for the control of the mite *Mononychellus tanajoa* (Bondar). **Scientia Agrícola**, v. 61, p. 659-664, 2004.

BARROS, M. E. N.; DA SILVA, F. W. B.; DE LIMA, D. B.; MELO, J. W.S. Biopesticide and acaricides impair survival, predation, oviposition, and conversion of food into eggs of a

phytoseid mite, *Amblyseius largoensis* (Acari: Phytoseiidae). **Systematic and Applied Acarology**, v. 27, n. 10, p. 1867-1877, 2022a.

BARROS, M. E. N.; SILVA, F. W. B.; NETO, E. P. D. S.; BISNETO, M. C. D. R.; LIMA, D. B.; MELO, J. W. S. Acaricide-impaired functional and numerical responses of the predatory mite, *Amblyseius largoensis* (Acari: Phytoseiidae) to the pest mite *Raoiella indica* (Acari: Tenuipalpidae). **Systematic and Applied Acarology**, v. 27, n. 1, p. 33-44, 2022b.

BISCHOFF, J. F.; REHNER, S. A.; HUMBER, R. A. A multilocus phylogeny of the *Metarhizium anisopliae* lineage. **Mycologia**, v. 101, n. 4, p. 512-530, 2009.

CASTELLANI, A. Viability of some pathogenic fungi in distilled water. **American Journal of Tropical Medicine and Hygiene**, v. 24, p. 270-276, 1939.

CAVALCANTI, R. S.; REIS, P. R.; JUNIOR, A. M.; FALQUETO, R.; FRANCO, R. A.; CARVALHO, T. M. B. Patogenicidade de fungos entomopatogênicos a três espécies de ácaros em cafeeiro. **Coffee Science**, v. 3, n. 1, p. 68-75, 2008.

CHEN, Z.; XU, L.; YANG, X.; ZHANG, Y.; YANG, Y. *Metarhizium baoshanense* sp. nov., a new entomopathogen fungus from southwestern China. **Pakistan Journal of Zoology**, v. 50, n. 5, p. 1739-1746, 2018.

DARRIBA, D.; TABOADA, G. L.; DOALLO, R.; POSADA, D. jModelTest 2: More models, new heuristics and parallel computing. **Nature Methods**, v. 9, n. 8, p. 772-772, 2012.

DOYLE, J. J.; DOYLE, J. L. Isolation of plant DNA from fresh tissue. **Focus**, v. 12, p.13–15, 1990.

DUBREUIL, V.; FANTE, K. P.; PLANCHON, O.; NETO, J. L. S. A. Os tipos de climas anuais no Brasil: uma aplicação da classificação de Köppen de 1961 a 2015. **Confins. Revue franco-brésilienne de géographie/Revista franco-brasilera de geografia**, n. 37, 2018.

FELSENSTEIN, J. Confidence limits on phylogenies: an approach using the bootstrap. **Evolution**, v. 39, n. 4, p. 783-791, 1985.

FERNANDES, É. K.; KEYSER, C. A.; CHONG, J. P.; RANGEL, D. E.; MILLER, M. P.; ROBERTS, D. W. Characterization of *Metarhizium* species and varieties based on molecular analysis, heat tolerance and cold activity. **Journal of Applied Microbiology**, v.108, n.1, p.115-128, 2010.

FERNANDO, L. C. P.; WICKRAMANANDA, I. R.; ARATCHIGE, N. S. Status of coconut mite, *Aceria guerreronis* in Sri Lanka. In: FERNANDO, L.C.P.; MORAES, G.J.; WICKRAMANANDA, I.R. (eds.) **Proceedings of the international workshop on coconut mite (*Aceria guerreronis*)**. Coconut Research Institute, Lunuwila, p. 1–8, 2002.

FERNANDO, L. C. P.; MANOJ, P.; HAPUARACHCHI, D. C. L.; EDGINGTON, S. Evaluation of four isolates of *Hirsutella thompsonii* against coconut mite (*Aceria guerreronis*) in Sri Lanka. **Crop Protection**, v. 26, n. 7, p. 1062-1066, 2007.

- FIEDLER, Ž.; SOSNOWSKA, D. Nematophagous fungus *Paecilomyces lilacinus* (Thom) Samson is also a biological agent for control of greenhouse insects and mite pests. **BioControl**, v. 52, n. 4, p. 547-558, 2007.
- FRANÇA-BELTRÃO, G. V.; MONTEIRO, V. B.; LIMA, D. B.; GONDIM JR, M. G. C. Toxicity of acaricides to and the behavioural response of *Steneotarsonemus concavuscutum* (Acari: Tarsonemidae). **Crop Protection**, v. 112, p. 83-89, 2018.
- GALVÃO, A. S.; GONDIM JR, M. G. C.; MORAES, G. J.; MELO, J. W. S. Distribution of *Aceria guerreronis* and *Neoseiulus baraki* among and within coconut bunches in northeast Brazil. **Experimental and Applied Acarology**, v. 54, p. 373–384, 2011.
- GALVÃO, A. S.; MELO, J. W. S.; MONTEIRO, V. B.; LIMA, D. B.; MORAES, G. J.; GONDIM JUNIOR, M. G. C. Dispersal strategies of *Aceria guerreronis* (Acari: Eriophyidae), a coconut pest. **Experimental and Applied Acarology**, v. 57, n. 1, p. 1-13, 2012.
- GELERNTER, W. D.; LOMER, C. J. Success in biological control of above-ground insects by pathogens. In: GURR, G.; WRATTEN, S. (Eds.). **Biological control: measures of success**. Kluwer Academic, Dordrecht, The Netherlands, p. 297–322, 2000.
- GLASS, N. L.; DONALDSON, G. C. Development of primer sets designed for use with the PCR to amplify conserved genes from filamentous ascomycetes. **Applied and Environmental Microbiology**, v. 61, n. 1323–1330, 1995.
- GUTIERREZ, A. C.; LECLERQUE, A.; MANFRINO, R. G.; LUZ, C.; FERRARI, W. A.; BARNECHE, GARCIA, J. J.; LASTRA, C. C. L.. Natural occurrence in Argentina of a new fungal pathogen of cockroaches, *Metarhizium argentinense* sp. nov. **Fungal Biology**, v.123, n. 5, p. 364-372, 2019.
- HAQ, M. A.; SUMANGALA, K.; RAMANI, N. Coconut mite invasion, injury and distribution. In: FERNANDO, L. C. P.; MORAES, G. J.; WICKRAMANANDA, I. R. (Eds.), Proceedings of the International Workshop on Coconut Mite (*Aceria guerreronis*). Sri Lanka. **Coconut Research Institute**, p. 41-49, 2002.
- HOUBRAKEN, J.; VERWEIJ, P. E.; RIJS, A. J.; BORMAN, A. M.; SAMSON, R. A. Identification of *Paecilomyces variotii* in clinical samples and settings. **Journal of Clinical Microbiology**, v. 48, n. 8, p. 2754-2761, 2010.
- INGLIS, P. W.; TIGANO, M. S. Identification and taxonomy of some entomopathogenic *Paecilomyces* spp. (Ascomycota) isolates using rDNA-ITS sequences. **Genetics and Molecular Biology**, v. 29, p. 132-136, 2006.
- INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATISTICA. IBGE SIDRA-Lavoura permanente. Disponível em: <http://www.ibge.gov.br/estadosat/>. Acesso em: 12 de janeiro de 2020.
- INMET-Instituto Nacional de Meteorologia. Banco de Dados Meteorológicos para Ensino e Pesquisa - BDMEP. Brasília, DF, Brasil. Disponível em: <http://www.inmet.gov.br/portal/>. Acesso em: 2 de dezembro de 2021.

JOHNY, S.; KYEI-POKU, G.; GAUTHIER, D.; FRANKENHUYZEN, K. V. Isolation and characterization of *Isaria farinose* and *Purpureocillium lilacinum* associated with emerald ash borer, *Agrilus planipennis* in Canada. **Biocontrol Science and Technology**, v. 22, n. 6, p. 723-732, 2012.

JULIA, J. F.; MARIAU, D. Nouvelles recherches en Côte d'Ivoire sur *Eriophyes guerreronis* K., acarien ravageur des noix du cocotier. **Oléagineux**, v. 34, p. 181-189, 1979.

KALMATH, B.; MALLIK, B.; ONKARAPPA, S.; GIRISH, R.; SRINIVASA, N. Isolation, genetic diversity and identification of a virulent pathogen of eriophyid mite, *Aceria guerreronis* (Acari: Eriophyidae) by DNA marker in Karnataka, India. **African Journal of Biotechnology**, v. 11, n. 104, p. 16790-16799, 2012.

KATOH, K.; STANDLEY, D. M. MAFFT multiple sequence alignment software version 7: improvements in performance and usability. **Molecular Biology and Evolution**, v. 30, n. 4, p. 772-780, 2013.

KEPLER, R. M.; SUNG, G. H.; BAN, S.; NAKAGIRI, A.; CHEN, M. J.; HUANG, B.; LI, Z.; SPATAFORA, J. W. New teleomorph combinations in the entomopathogenic genus *Metacordyceps*. **Mycologia**, v. 104, n. 1, p. 182-197, 2012.

KEPLER, R. M.; BRUCK, D. J. Examination of the interaction between the black vine weevil (Coleoptera: Curculionidae) and an entomopathogenic fungus reveals a new tritrophic interaction. **Environmental Entomology**, v. 35, n. 4, p. 1021-1029, 2006.

KHAN, S.; GUO, L.; MAIMAITI, Y.; MIJIT, M.; QIU, D. Entomopathogenic fungi as microbial biocontrol agent. **Molecular Plant Breeding**, v. 3, n. 7, 2012.

KUMAR, S.; STECHER, G.; TAMURA, K. Mega7: Molecular Evolutionary Genetics Analysis version 7.0 for bigger datasets. **Molecular Biology and Evolution**, v. 33, p. 1870-1874, 2016.

LAWSON-BALAGBO, L. M.; GONDIM JR, M. G. C.; MORAES, G. J.; HANNA, R.; SCHAUSBERGER, P. Refuge use by the coconut mite *Aceria guerreronis*: fine scale distribution and association with other mites under the perianth. **Biological Control**, v. 43, n. 1, p. 102-110, 2007.

LAWSON-BALAGBO, L. M.; GONDIM JR, M. G. C.; MORAES, G. J.; HANNA, R.; SCHAUSBERGER, P. Exploration of the acarine fauna on coconut palm in Brazil with emphasis on *Aceria guerreronis* (Acari: Eriophyidae) and its natural enemies. **Bulletin of Entomological Research**, v. 98, n. 1, p. 83-96, 2008.

LIMA, D. B.; MELO, J. W. S.; GONDIM JR, M. G. C.; MORAES, G. J. Limitations of *Neoseiulus baraki* and *Proctolaelaps bickleyi* as control agents of *Aceria guerreronis*. **Experimental and Applied Acarology**, v. 56, p. 233-246, 2012.

LIU, Z.; LIU, F. F.; LI, H.; ZHANG, W. T.; WANG, Q.; ZHANG, B. X.; RAO, X. J. Virulence of the Bio-Control Fungus *Purpureocillium lilacinum* Against *Myzus persicae* (Hemiptera:

Aphididae) and *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae). **Journal of Economic Entomology**, v. 115, n. 2, p. 462-473, 2022.

LUANGSA-ARD, J. J.; HYWEL-JONES, N. L.; MANOCH, L.; SAMSON, R. A. On the relationships of *Paecilomyces* sect. *Isarioidea* species. **Mycological Research**, v. 109, n. 5, p. 581-589, 2005.

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

LUANGSA-ARD, J. J.; MONGKOLSAMRIT, S.; THANAKITPIPATTANA, D.; KHONSANIT, A.; TASANATHAI, K.; NOISRIPOOM, W.; HUMBER, R. A. Clavicipitaceous entomopathogens: new species in *Metarhizium* and a new genus *Nigelia*. **Mycological Progress**, v. 16, p. 369-391, 2017.

MAKETON, M.; OROSZ-COGLAN, P.; SINPRASERT, J. Evaluation of *Metarhizium anisopliae* (Deuteromycota: Hyphomycetes) for control of broad mite *Polyphagotarsonemus latus* (Acari: Tarsonemidae) in mulberry. **Experimental and Applied Acarology**, v. 46, p. 157-167, 2008.

MARTINS, C. C.; ALVES, L. F. A.; MAMPRIM, A. P.; SOUZA, L. P. A. Selection and characterization of *Beauveria* spp. isolates to control the broad mite *Polyphagotarsonemus latus* (Banks, 1904) (Acari: Tarsonemidae). **Brazilian Journal of Biology**, v. 76, p. 629-637, 2016.

MARTORANO, L.G.; NECHET, D.; PEREIRA, L. C. Tipologia climática do Estado do Pará: adaptação do método de Köppen. *Boletim de Geografia Teorética*, v.23, p.45-46, 1993. Disponível em: <http://www.researchgate.net/publication/344518750>. Acesso em: 25 de fevereiro de 2023.

MARIAU, D. *Aceria (Eriophyes) guerreronis*: um importante ravageur des cocoteraies africaines et américaines. **Oléagineux**, v. 32, p. 101-111, 1977.

MASCARIN, G. M.; QUINTELA, E. D. **Técnica de produção do fungo entomopatogênico *Metarhizium anisopliae* para uso em controle biológico**. Embrapa Arroz e Feijão- Documentos (INFOTECA-E), 2013, 17p.

MASCARIN, G. M.; LOPES, R. B.; DELALIBERA JUNIOR, Í.; FERNANDES, É. K. K., LUZ, C.; FARIA, M. Current status and perspectives of fungal entomopathogens used for microbial control of arthropod pests in Brazil. **Journal of Invertebrate Pathology**, v. 165, p. 46-53, 2019.

MATHULWE, L. L.; JACOBS, K.; MALAN, A. P.; BIRKHOFFER, K.; ADDISON, M. F.; ADDISON, P. Characterisation of *Metarhizium majus* (Hypocreales: Clavicipitaceae) isolated from the Western Cape Province, South Africa. **Plos One**, v. 16, n. 2, p.e0240955, 2021.

- MEDEIROS, F. R.; LEMOS, R. N. S.; RODRIGUES, A. A. C.; FILHO, A. B.; OLIVEIRA, L. J. M. G.; ARAUJO, J. R. G. Occurrence of *Purpureocillium lilacinum* in citrus *Black fly* nymphs. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 40, 2018.
- MEDEIROS, M. N. C.; MEDEIROS, M. C.; SILVA, M. B. A. Intoxicação aguda por agrotóxicos anticolinesterásicos na cidade do Recife, Pernambuco, 2007-2010. **Epidemiologia e Serviços de Saúde**, v. 23, n. 4, p. 509-518, 2014.
- MELO, V. S.; DESJARDINS, T.; SILVA JR, M. L.; SANTOS, E. R.; SARRAZIN, M.; SANTOS, M. M. L. S. Consequences of forest conversion to pasture and fallow on soil microbial biomass and activity in the eastern Amazon. **Soil Use and Management**, v. 28, n. 4, p. 530-535, 2012a.
- MELO, J. W. S.; DOMINGOS, C. A.; PALLINI, A.; OLIVEIRA, J. E. M.; GONDIM JR, M. G. C. Removal of bunches or spikelets is not effective for the control of *Aceria guerreronis*. **HortScience**, v. 47, n. 5, p. 626-630, 2012b.
- MELO, J. W. S.; LIMA, D. B.; SABELIS, M. S.; PALLINI, A.; GONDIM JR, M. G. C. Behavior of coconut mites preceding take-off to passive aerial dispersal. **Experimental and Applied Acarology**, v. 64, n. 4, p. 429-443, 2014.
- MELO, J. W. S.; LIMA, D. B.; STAUDACHER, H.; SILVA, F. R.; GONDIM JR, M. G. C.; SABELIS, M. W. Evidence of *Amblyseius largoensis* and *Euseius alatus* as biological control agent of *Aceria guerreronis*. **Experimental and Applied Acarology**, v. 67, n. 3, p. 411-421, 2015.
- MEYLING, N. V.; THORUP-KRISTENSEN, K.; EILENBERG, J. Below-and aboveground abundance and distribution of fungal entomopathogens in experimental conventional and organic cropping systems. **Biological Control**, v. 59, n. 2, p. 180-186, 2011.
- MIDTHASSEL, A.; LEATHER, S. R.; WRIGHT, D. J.; BAXTER, I. H. Compatibility of *Amblyseius swirskii* with *Beauveria bassiana*: two potentially complimentary biocontrol agents. **BioControl**, v. 61, p. 437-447, 2016.
- MILLER, M. A.; PFEIFFER, W.; SCHWARTZ, T. Proceedings of the gateway computing environments workshop (GCE). *In: Creating the CIPRES science gateway for inference of large phylogenetic trees*. New Orleans: IEEE, p. 1-8, 2010
- MINGUELY, C.; NORNGROVE, L.; BURREN, A.; CHRIST, B. Biological control of the raspberry eriophyoid mite *Phyllocoptes gracilis* using entomopathogenic fungi. **Horticulturae**, v. 7, n. 3, p. 54, 2021.
- MONTALVA, C.; COLLIER, K.; ROCHA, L. F. N.; INGLIS, P. W.; LOPES, R. B.; LUZ, C.; HUMBER, R. A. A natural fungal infection of a sylvatic cockroach with *Metarhizium blattodeae* sp. nov., a member of the *M. flavoviride* species complex. **Fungal Biology**, v. 120, n. 5, p. 655-665, 2016.
- MOORE, D. Non-Chemical Control of *Aceria guerreronis* on Coconuts. *In: Proceedings of the International Workshop on Coconut Mite*, p. 63-70, 2000.

MOORE, D.; ALEXANDER, L. Aspects of migration and colonization of the coconut palm by the coconut mite, *Eriophyes guerreronis* (Keifer) (Acari: Eriophyidae). **Bulletin of Entomological Research**, v. 77, p. 641–650, 1987.

MOORE, D.; ALEXANDER, L. Resistance of coconuts in St. Lucia to attack by the coconut mite *Eriophyes guerreronis* Keifer. **Tropical Agriculture**, v. 67, n. 1, p. 33-36, 1990.

MOORE, D.; ALEXANDER, L.; HALL, R. A. The coconut mite, *Eriophyes guerreronis* Keifer in St Lucia yield losses and attempts to control it with acaricide, polybutene and *Hirsutella* fungus. **International Journal of Pest Management**, v. 35, p. 83-89, 1989.

MOREIRA, J. O. T.; NASCIMENTO, A. R. P. Avaliação da eficiência de acaricidas isolados e em mistura no controle do ácaro-da-necrose-do-coqueiro *Aceria guerreronis* Keifer, 1965 (Prostigmata: Eriophyidae) no Vale do São Francisco. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 24, n. 1, p. 72-76, 2002.

NAIR, C. P. R. Status of eriophyid mite *Aceria guerreronis* Keifer in India, p. 9-12. In: FERNANDO, L.C.P.; MORAES, G. J.; WICKRAMANANDA, I. R. (Eds.), Proceedings of the International Workshop on Coconut Mite (*Aceria guerreronis*). Sri Lanka, **Coconut Research Institute**, 2002, 117p.

NAVIA, D.; GONDIM JR, M. G. C.; NAYANIE, S. A.; MORAES, G. J. A review of the status of coconut mite, *Aceria guerreronis* (Acari: Eriophyidae), a major tropical mite pest. **Experimental and Applied Acarology**, v. 59, n. 1, p. 67-94, 2013.

NEGLOH, K.; HANNA, R.; SCHAUBERGER, P. Season- and fruit age-dependent population dynamics of *Aceria guerreronis* and its associated predatory mite *Neoseiulus paspalivorus* on coconut in Benin. **Biological Control**, v. 54, n. 3, p. 348–358, 2010.

NEGLOH, K.; HANNA, R.; SCHAUSBERGER, P. The coconut mite, *Aceria guerreronis*, in Benin and Tanzania: occurrence, damage and associated acarine fauna. **Experimental and Applied Acarology**, v. 55, p. 361–374, 2011.

NUGROHO, I.; IBRAHIM, Y. B. Efficacy of laboratory prepared wettable powder formulation of entomopathogenous fungi *Beauveria bassiana*, *Metarhizium anisopliae* and *Paecilomyces fumosoroseus* against the *Polyphagotarsonemus latus* (Bank) (Acari: Tarsonemidae) (broad mite) on *Capsicum annum* (chilli). **Journal of Bioscience**, v. 18, n. 1, p. 1-11, 2007.

O'DONNELL, K.; CIGELNIK, E. Two divergent intragenomic rDNA ITS2 types within a monophyletic lineage of the fungus *Fusarium* are Nonorthologous. **Molecular Phylogenetics and Evolution**, v. 7, n. 1, p. 103-116, 1997.

OLIVEIRA, R. C.; ALVES, L. F. A.; NEVES, P. M. O. J. Suscetibilidade de *Oligonychus yothersi* (Acari: Tetranychidae) ao fungo *Beauveria bassiana*. **Scientia Agricola**, v. 59, p. 187-189, 2002.

OLIVEIRA, R. C. D.; NEVES, P. M.; ALVES, L. F. Seleção de fungos entomopatogênicos para o controle de *Oligonychus yothersi* (McGregor) (Acari: Tetranychidae), na cultura da erva-mate (*Ilex paraguariensis* St. Hill.). **Neotropical Entomology**, v. 33, p. 347-351, 2004.



- PARRA, J. R. P. Biological Control in Brazil: an overview. **Scientia Agricola**, v. 71, n. 5, p. 420-429, 2014.
- PARVEEN, S. S.; RAMARAJU, K.; JEYARANI, S. Entomopathogenic fungal screening against two spotted spider mites, *Tetranychus urticae* Koch in tomato and broad mite, *Polyphagotarsonemus latus* (Banks) in Chilli. **Indian Journal of Agricultural Research**, v. 55, n. 4, p. 488-492, 2021.
- PRASAD, P.; VARSHNEY, D.; ADHOLEYA, A. Whole genome annotation and comparative genomic analyses of bio-control fungus *Purpureocillium lilacinum*. **BMC genomics**, v. 16, n. 1, p. 1-14, 2015.
- PEREIRA, S. L.; REIS, T. C.; DE OLIVEIRA, I. T.; FERREIRA, E. A.; DE CASTRO E CASTRO, B. M.; SOARES, M. A.; VIDAL RIBEIRO, V. H. Pathogenicity of *Metarhizium anisopliae* and *Beauveria bassiana* fungi to *Tetranychus ludeni* (Acari: Tetranychidae). **Arquivos do Instituto Biológico**, v. 86, 2019.
- REHNER, S. A.; MINNIS, A. M.; SUNG, G. H.; LUANGSA-ARD, J. J.; DEVOTTO, L.; HUMBER, R. A. Phylogeny and systematics of the anamorphic, entomopathogenic genus *Beauveria*. **Mycologia**, v. 103, n. 5, p. 1055-1073, 2011.
- REIS, A. C.; GONDIM JR, M. G. C.; MORAES, G. J. D.; HANNA, R.; SCHAUSBERGER, P.; LAWSON-BALAGBO, L. E.; BARROS, R. Population dynamics of *Aceria guerreronis* Keifer (Acari: Eriophyidae) and predators on coconut fruits in northeastern Brazil. **Neotropical Entomology**, v. 37, n. 4, p. 457-462, 2008.
- REZENDE, D.; MELO, J. W.; OLIVEIRA, J. E.; GONDIM JR, M. G. C. Estimated crop loss due to coconut mite and financial analysis of controlling the pest using the acaricide abamectin. **Experimental and Applied Acarology**, v. 69, n. 3, p. 297-310, 2016.
- ROHLFS, M.; CHURCHILL, A. C. Fungal secondary metabolites as modulators of interactions with insects and other arthropods. **Fungal Genetics and Biology**, v. 48, n. 1, p. 23-34, 2011.
- RONQUIST, F.; TESLENKO, M.; VAN DER MARK, P.; AYRES, D. L.; DARLING, A., HÖHNA, S., LARGET, B.; LIU, L.; SUCHARD, M. A.; HUELSENBECK, J. P.; MrBayes 3.2: efficient Bayesian phylogenetic inference and model choice across a large model space. **Systematic Biology**, v. 61, n. 3, p. 539-542, 2012.
- ROSSI-ZALAF, L. S.; ALVES, S. B. Susceptibility of *Brevipalpus phoenicis* to entomopathogenic fungi. **Experimental and Applied Acarology**, v. 40, p. 37-47, 2006.
- SABELIS, M. W.; BRUIN, J. Evolutionary ecology; life history patterns, food plant choice and dispersal. In: LINDQUIST, E. E; SABELIS, M. W, BRUIN, J (Eds.) **Eriophyoid mites: their biology, natural enemies and control**. Elsevier, Amsterdam, p. 329–366, 1996.
- SAMUELS, R. I.; PAULA, A. R.; CAROLINO, A. T.; GOMES, S. A.; PAULA, C. O.; CYPRIANO, M. B.; SILVA, C. P. Entomopathogenic organisms: conceptual advances and real-world applications for mosquito biological control. **Open Access Insect Physiol**, v. 6, p. 25-31, 2016.

SANTOS, B. T.; ANDRADE, D. J.; POLANCZYK, R. A.; DUARTE, R. T. Susceptibility of *Tetranychus ogmophallos* (Acari: Tetranychidae) to *Beauveria bassiana* and *Metarhizium anisopliae*. **Florida Entomologist**, p. 249-253, 2018.

SCHNEIDER, S.; REHNER, S.A.; WIDMER, F.; ENKERLI, J. A PCR-based tool for cultivation-independent detection and quantification of *Metarhizium* clade 1. **Journal of Invertebrate Pathology**, v. 108, n. 2, p. 106-114, 2011.

SEGUNI, Z. Incidence, distribution and economic importance of the coconut eriophyid mite, *Aceria guerreronis* Keifer in Tanzanian coconut based cropping systems. In: FERNANDO, L. C. P.; MORAES, G. J.; WICKRAMANANDA, I. R. (eds.), Proceedings of the International Workshop on Coconut Mite (*Aceria guerreronis*). Sri Lanka, Coconut Research Institute, 2000. 117p.

SHAHID, A. L.; RAO, A. Q.; BAKHSH, A.; HUSNAIN, T. Entomopathogenic fungi as biological controllers: new insights into their virulence and pathogenicity. **Archives of Biological Sciences**. v. 64, n.1, p. 21-42, 2012.

SHIN, T. Y.; BAE, S. M.; KIM, D. J.; YUN, H. G.; WOO, S. D. Evaluation of virulence, tolerance to environmental factors and antimicrobial activities of entomopathogenic fungi against two-spotted spider mite, *Tetranychus urticae*. **Mycoscience**, v. 58, n. 3, p. 204-212, 2017.

SILVA, V. F.; FRANÇA, G. V.; MELO, J. W. S.; GUEDES, R. N. C.; GONDIM JR, M. G. C. Targeting hidden pests: acaricides against the coconut mite *Aceria guerreronis*. **Journal of Pest Science**, v. 90, n. 1, p. 207-215, 2017.

SOUZA, I. V.; GONDIM JR, M. G. C.; RAMOS, A. L.; SANTOS, E. A.; FERRAZ, M. I.; OLIVEIRA, A. R. Population dynamics of *Aceria guerreronis* (Acari: Eriophyidae) and other mites associated with coconut fruits in Una, state of Bahia, northeastern Brazil. **Experimental and Applied Acarology**, v. 58, p. 221–233, 2012.

SOUSA, A. S. G.; GONDIM JR, M. G. C.; ARGOLO, P. S.; OLIVEIRA, A. R. Evaluating damage in the perianth: a new diagrammatic scale to estimate population level of *Aceria guerreronis* Keifer (Acari: Eriophyidae) in coconut fruits. **Acta Agronómica**, v. 66, n. 1, p. 141-147, 2017.

SPATAFORA, J. W.; SUNG, G. H.; SUNG, J. M.; HYWELJONES, N. L.; WHITE, J. F. JR. Phylogenetic evidence for an animal pathogen origin of ergot and the grass endophytes. **Molecular Ecology**, v. 16, p. 1701-1711, 2007.

STADEN, R. The staden sequence analysis package. **Mol Biotechnol**, v. 5, p. 233–241, 1996.

STAMATAKIS, A. RA x ML-VI-HPC: maximum likelihood-based phylogenetic analyses with thousands of taxa and mixed models. **Bioinformatics**, v. 22, n. 21, p. 2688-2690, 2006.

SUNG, G. H.; HYWEL-JONES, N. L.; SUNG, J. M.; LUANGSA-ARD, J. J.; SHRESTHA, B.; SPATAFORA, J. W. Phylogenetic classification of Cordyceps and the clavicipitaceous fungi. **Studies in Mycology**, v. 57, p. 5-59, 2007.

TAMAI, M. A.; ALVES, S. B.; ALMEIDA, J. D.; FAION, M. Avaliação de fungos entomopatogênicos para o controle de *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae). **Arquivos do Instituto Biológico**, v. 69, n. 3, p. 77-84, 2002.

TAMURA, K.; NEI, M. Estimation of the number of nucleotide substitutions in the control region of mitochondrial DNA in humans and chimpanzees. **Molecular Biology and Evolution**, v. 10, p. 512-526, 1993.

TEAM, R. C. A Language and Environment for Statistical Computing (Version 4.1.1), 2021.

THOMAZONI, D.; FORMENTINI, M. A.; ALVES, L. F. A. Patogenicidade de isolados de fungos entomopatogênicos à *Spodoptera frugiperda* (Smith) (Lepidoptera: Noctuidae). **Arquivos do Instituto Biológico**, v. 81, p. 126-133, 2014.

VEGA, F. E.; MEYLING, N. V.; LUANGSA-ARD, J. J.; BLACKWELL, M. Fungal entomopathogens. **Insect Pathology**, v. 2, p. 171–220, 2012.

WEN, T. C.; ZHA, L. S.; XIAO, Y. P.; WANG, Q.; KANG, J. C.; HYDE, K. D. *Metacordyceps shibinensis* sp. nov. from larvae of Lepidoptera in Guizhou Province, southwest China. **Phytotaxa**, v. 226, n. 1, p. 51–62, 2015.

WICKRAMANANDA, R.; PEIRIS, T. S. G.; NEIL FERNANDOL, M. T.; FERNAND, L. C. P.; EDGINGTON, S. Impact of the coconut mite (*Aceria guerreronis* Keifer) on the coconut industry in Sri Lanka. **Cord**, v. 23, n. 1, p. 1-16, 2007.

WHITE, T. J.; BRUNS, T.; LEE, S.; TAYLOR, J. W. Amplification and direct sequencing of fungal ribosomal RNA genes for phylogenetics. In: INNIS, M. A.; GELFAND, D. H.; SNINSKEY, J. J.; WHITE, T.J. (Eds.) **PCR protocols: a guide to methods and applications**, Academic Press, San Diego, v. 18, n. 1, p. 315-322, 1990.

YAMAMOTO, K.; YASUDA, M.; OHMAE, M.; SATO, H.; ORIHARA, T. *Isaria macroscyticola*, a rare entomopathogenic species on Cydnidae (Hemiptera), is a synnematous form and synonym of *Purpureocillium lilacinum* (Ophiocordycipitaceae). **Mycoscience**, v. 61, n. 4, p. 160-164, 2020.

ZIMMERMANN, G. Review on safety of the entomopathogenic fungi *Beauveria bassiana* and *Beauveria brongniartii*. **Biocontrol Science and Technology**, v. 17, n. 6, p. 553-596, 2007a.

ZIMMERMANN, G. Review on safety of the entomopathogenic fungus *Metarhizium anisopliae*. **Biocontrol Science and technology**, v. 17, n. 9, p. 879-920, 2007b.