



**UNIVERSIDADE FEDERAL DO CEARÁ**  
**CENTRO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS**  
**DEPARTAMENTO DE FITOTECNIA**  
**CURSO DE AGRONOMIA**

**FRANCISCO WESLLER BATISTA DA SILVA**

**IMPACTOS DE ACARICIDAS SOBRE A SOBREVIVÊNCIA, PREDACÃO,  
OVIPOSIÇÃO E EFICIÊNCIA DE CONVERSÃO ALIMENTAR DO ÁCARO  
PREDADOR *Amblyseius largoensis* ALIMENTADO COM *Raoiella indica***

**FORTALEZA**

**2022**

FRANCISCO WESLLER BATISTA DA SILVA

IMPACTOS DE ACARICIDAS SOBRE A SOBREVIVÊNCIA, PREDACÃO,  
OVIPOSIÇÃO E EFICIÊNCIA DE CONVERSÃO ALIMENTAR DO ÁCARO  
PREDADOR *Amblyseius largoensis* ALIMENTADO COM *Raoiella indica*

Trabalho de conclusão de curso apresentado à  
Coordenação do Curso de Agronomia da  
Universidade Federal do Ceará, como um dos  
requisitos para obtenção do título de  
Engenheiro Agrônomo.

Orientadora: Dr<sup>a</sup>. Érica Costa Calvet

Coorientador: Dr. José Wagner Silva Melo

FORTALEZA

2022

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação  
Universidade Federal do Ceará  
Sistema de Bibliotecas  
Gerada automaticamente pelo módulo Catalog, mediante os dados fornecidos pelo(a) autor(a)

---

- S58i Silva, Francisco Wesller Batista da.  
Impactos de acarícidas sobre a sobrevivência, predação, oviposição e eficiência de conversão alimentar do ácaro predador *Amblyseius largoensis* alimentado com *Raoiella indica* / Francisco Wesller Batista da Silva. – 2022.  
38 f. : il. color.
- Trabalho de Conclusão de Curso (graduação) – Universidade Federal do Ceará, Centro de Ciências Agrárias, Curso de Agronomia, Fortaleza, 2022.  
Orientação: Profa. Dra. Érica Costa Calvet.  
Coorientação: Prof. Dr. José Wagner Silva Melo.
1. Acarologia agrícola. 2. *Amblyseius largoensis*. 3. Controle biológico. 4. Controle químico. 5. Manejo integrado de pragas. I. Título.
-

FRANCISCO WESLLER BATISTA DA SILVA

IMPACTOS DE ACARICIDAS SOBRE A SOBREVIVÊNCIA, PREDACÃO,  
OVIPOSIÇÃO E EFICIÊNCIA DE CONVERSÃO ALIMENTAR DO ÁCARO  
PREDADOR *Amblyseius largoensis* ALIMENTADO COM *Raoiella indica*

Trabalho de conclusão de curso apresentado à  
Coordenação do Curso de Agronomia da  
Universidade Federal do Ceará, como um dos  
requisitos para obtenção do título de  
Engenheiro Agrônomo.

Aprovado em: 14/12/2022

BANCA EXAMINADORA

---

Prof.<sup>a</sup> Dra. Érica Costa Calvet (Orientadora)  
Universidade Federal do Ceará - UFC

---

Prof. Dr. José Wagner da Silva Melo (Coorientador)  
Universidade Federal de Pernambuco - UFPE

---

Dra. Maria Edvânia Neves Barros  
Universidade Federal do Ceará - UFC

---

B. Sc. Mateus Castro Matos  
Universidade Federal do Ceará - UFC

Ao meu amigo Jardel Freitas (*In Memoriam*), uma das melhores pessoas que eu poderia ter conhecido durante a graduação.

## **AGRADECIMENTOS**

Ao Criador e todas as suas manifestações. Pelo dom da vida e pelo poder de exercer a minha vontade dentro dessa existência.

Aos meus pais e minha irmã, por todo o apoio, carinho e incentivo durante toda a minha vida especialmente nos anos longe de casa. Vocês são imprescindíveis.

Ao professor Dr. José Wagner por ter me confiado a oportunidade de contribuir dentro do laboratório. Foram anos de muito aprendizado que pretendo continuar desenvolvendo onde quer que eu esteja. Muito obrigado por ter sido um guia no meio de tantos caminhos.

A Dra. Edvânia Neves pela paciência de me ensinar as práticas do dia a dia do laboratório e pelas cobranças por um trabalho bem feito. Sempre vou lembrar dos chocolates todo começo de semana.

Aos amigos que fiz durante a graduação, Mariana, Danilo, Felipe, Louanne, Mey, Sabrina, Vitória, Iasmin, Lucas, Lara, Bruna, Fernando, Mateus, Thiago, Neto, Tainá, Ramony, Manoel. Meu muito obrigado por todos os bons momentos dentro e fora da universidade, todos vocês foram importantes para construir o que eu venho sendo todos os dias.

Aos meus colegas de laboratório, Mateus, Luana, Manoel, Ramony, Felipe, Eduardo, Rosenya e Ramon pela contribuição direta e indiretamente nas minhas conquistas.

A Dr. Érica Calvet, que apesar do pouco tempo de convivência direta me direcionou em dúvidas acadêmicas e não acadêmicas, meu muito obrigado por toda a ajuda.

“Fairy tales are more than true: not because they tell us that dragons exist, but because they tell us that dragons can be beaten.”

(Neil Gaiman)

## RESUMO

*Amblyseius largoensis* Muma é um ácaro predador da família Phytoseiidae que ocorre naturalmente em associação com o ácaro *Raoiella indica* Hirst. *Raoiella indica* é apontado como um ácaro praga em plantas da família Arecaceae, dentre elas o coco (*Cocos nucifera* L.), cultura importante para o nordeste brasileiro. *Amblyseius largoensis* tem sido apontado como um potencial predador para o controle dessa praga, porém ainda não é possível obter comercialmente esse ácaro para uso em programas de controle biológico. Produtores de coco têm utilizado produtos registrados para outros ácaros praga dos coqueiros visando o controle de *R. indica* com o objetivo de diminuir os danos causados pela infestação desses ácaros. Contudo, ainda é possível explorar a contribuição de *A. largoensis* através de estratégias de controle que visem a sua conservação em áreas com a presença de *R. indica*. No presente trabalho, foi feito um estudo para avaliar o efeito de acaricidas registrados para a cultura do coqueiro (abamectina, azadiractina, clorfenapir e fenpiroximato) sobre a sobrevivência, consumo, oviposição e eficiência de conversão alimentar de *A. largoensis* com o objetivo de verificar uma possível compatibilidade entre os produtos testados e o ácaro predador. Os resultados mostraram que os acaricidas abamectina, fenpiroximato e clorfenapir reduziram a sobrevivências das fêmeas adultas de *A. largoensis*. Abamectina afetou a predação, oviposição e eficiência de conversão alimentar do ácaro predador. Azadiractina não alterou nenhum dos parâmetros do estudo. Os resultados indicam potencial compatibilidade entre os acaricidas azadiractina, fenpiroximato e clorfenapir e o ácaro predador *Amblyseius largoensis*.

**Palavras-chaves:** Controle químico; Controle biológico; Phytoseiidae; Manejo integrado de pragas.



## ABSTRACT

*Amblyseius largoensis* Muma is a predatory mite of the Phytoseiidae family that occurs naturally in plants infested with the exotic mite *Raoiella indica* Hirst. *Amblyseius Largoensis* has been identified as a potential predator to control this pest, but it is still not possible to commercially obtain this mite due to limitations involving its massive production in laboratory. Coconut producers have used products registered for other pest mites of coconut trees, aiming to control *R. indica* in order to reduce the damage caused by the infestation of these mites. However, it is still possible to explore the contribution of *A. largoensis* through control strategies focusing at its conservation in areas with the presence of *R. indica*. In the present work, a study was carried out to evaluate the effect of pesticides registered for the coconut crop (abamectin, azadirachtin, chlorfenapyr and fenpyroximate) on the survival, consumption, oviposition and feed conversion efficiency of *A. largoensis* with the objective of determining a possible compatibility between the tested products and the predatory mite. The results showed that the acaricides abamectin, fenpyroximate and chlorfenapyr reduced the survival of adult females of *A. Largoensis* females. Abamectin affected predation, oviposition and feed conversion efficiency of the predatory mite. Azadirachtin did not affect any of the assessed parameters. The results suggest a potential compatibility between the pesticides azadirachtin, fenpyroximate and chlorfenapyr and the predatory mite *Amblyseius largoensis*.

**Keywords:** Chemical control; Biologicol control; Phytoseiidae; Integrated pest management.

## Lista de figuras

Figura 1 - Curva de sobrevivência de <i>Amblyseius largoensis</i> quando exposto a resíduos dos acaricidas.....	23
Figura 2 - Tempo médio de sobrevivência de <i>Amblyseius largoensis</i> quando exposto a resíduos dos acaricidas.....	24
Figura 3 - A) Consumo médio de ovos de <i>R. indica</i> ; B) número médio de ovos depositados; C) Eficiência de conversão de alimento em ovos de fêmeas de <i>A. largoensis</i> .....	25

## SUMÁRIO

<b>1</b>	<b>INTRODUÇÃO</b> .....	12
<b>2</b>	<b>REVISÃO BIBLIOGRÁFICA</b> .....	14
<b>2.1</b>	<b>Controle biológico</b> .....	14
<b>2.2</b>	<b>Controle químico</b> .....	15
<b>2.3</b>	<b>Seletividade</b> .....	17
<b>2.4</b>	<b>Ácaros como agente de controle biológico</b> .....	18
<b>2.5</b>	<b>Família Phytoseiidae</b> .....	18
<b>3</b>	<b>MATERIAIS E MÉTODOS</b> .....	20
<b>3.1</b>	<b>Obtenção e criação dos ácaros predadores</b> .....	20
<b>3.2</b>	<b>Acaricidas testados</b> .....	20
<b>3.3</b>	<b>Sobrevivência de <i>Amblyseius largoensis</i></b> .....	21
<b>3.3.1</b>	<b>Unidade experimental para avaliação da sobrevivência</b> .....	21
<b>3.4</b>	<b>Predação, oviposição, e Eficiência de conversão de alimentos de <i>A. largoensis</i></b> ....	22
<b>3.5</b>	<b>Análises estatísticas</b> .....	22
<b>4.</b>	<b>RESULTADOS</b> .....	23
<b>4.1</b>	<b>Sobrevivência de <i>Amblyseius largoensis</i></b> .....	23
<b>4.2</b>	<b>Predação, oviposição, e Eficiência de conversão de alimentos de <i>A. largoensis</i></b> ....	24
<b>5.</b>	<b>DISCUSSÃO</b> .....	26
<b>6.</b>	<b>CONCLUSÃO</b> .....	27
	<b>REFERÊNCIAS</b> .....	29

## 1 INTRODUÇÃO

O ácaro predador *Amblyseius largoensis* Muma (Acari: Phytoseiidae) pode ser encontrado em diferentes regiões do mundo, tendo sido reportado em 59 países e associado a mais de 250 espécies de plantas (GOMÉZ-MOYA et al. 2018). Dentre essas plantas, pode-se citar o coqueiro (*Cocos nucifera* L.) como uma das plantas perenes nas quais esse ácaro pode ser encontrado no Brasil (LAWSON-BALAGBO et al. 2008, NEGLOH et al. 2011, MELO et al. 2015). No coqueiro, *A. largoensis* pode ser encontrado principalmente nos folíolos e na parte superficial dos frutos (REIS et al. 2008; LIMA et al. 2012), ocorrendo também com menor frequência na região coberta pelas brácteas florais (região meristemática dos frutos) (MELO et al. 2015).

*Amblyseius largoensis* é apontado como um predador de duas espécies de ácaro que ocorrem em coqueiros, *Aceria guerreronis* Keifer (Acari: Eriophyidae) e *Raoiella indica* Hirst (Acari: Tenuipalpidae) (CARRILO et al. 2012; NAVIA et al. 2014; MELO et al. 2015; MENDES et al. 2018; LIMA et al. 2018). *Raoiella indica* tem se dispersado rapidamente pelas Américas, com capacidade de alcançar elevadas populações e de expandir o número de espécies de plantas hospedeiras (LIMA et al. 2011). Dentre as espécies de plantas hospedeiras desse ácaro, o coqueiro pode ser apontado como uma planta de interesse agrícola que pode sofrer perdas de produção ocasionadas pelo ataque de *R. indica* (LIMA et al. 2011; CARRILLO et al. 2012; GONDIM JR et al. 2012; MELO et al. 2018).

Estudos indicam *A. largoensis* como o inimigo natural encontrado em maior abundância e frequência em associação com *R. indica* em diferentes países, incluindo o Brasil (CARRILO et al. 2012; GONDIM JR et al. 2012; DOMINGOS et al. 2013). *Amblyseius largoensis* apresentou potencial para o controle de *R. indica*, completando seu desenvolvimento e apresentando boa reprodução quando exposto a uma dieta composta exclusivamente por *R. indica*. (GALLEGO et al. 2003; RAMOS et al. 2010; DOMINGOS et al. 2013).

A ocorrência natural de *A. largoensis* em áreas atacadas por *R. indica* faz do controle biológico uma alternativa promissora para os programas de manejo integrado de pragas que envolvam o controle de *R. indica*. Porém, apesar da capacidade de controle dessa espécie de ácaro predador, ainda não é possível obter *A. largoensis* de forma comercial para que possa ser utilizado nos programas de manejo integrado de pragas (MIP). Apesar dessa limitação envolvendo a liberação do predador, ainda é possível explorar a contribuição natural desse ácaro através de estratégias de controle que visem a sua conservação e multiplicação em campo.

Acaricidas desempenham papel de extrema importância para o controle de ácaros pragas, sendo amplamente utilizados nos mais diversos cultivos e cumprindo papel importante nos programas de manejo integrado de pragas (CROFT, 1990). Em cultivos onde são feitas aplicações de acaricidas, inimigos naturais podem ser expostos aos produtos via contato direto durante o processo de aplicação ou residual durante o processo de forrageamento e consumo de presas contaminadas (JEPSON 1989; AHMAD et al. 2003; HUA et al. 2004; TORRES e RUBSON 2004) podendo apresentar alterações importantes na sua longevidade, fecundidade, taxa de desenvolvimento, comportamento e mortalidade ocasionadas pelos efeitos sub-letais dos acaricidas (POLETTI et al. 2007; NADIMI et al. 2009; TEODORO et al. 2009; LIMA et. al 2013, 2015, 2016).

Existe apenas um produto químico registrado para o controle de *R. indica* na cultura do coco no Brasil, o Vertimec 18 EC (BRASIL, 2020). Na busca por outras opções para o manejo desse ácaro, produtores de coco do Brasil têm utilizado produtos químicos registrados para o ácaro *Aceria guerreronis* (Keifer) visando o controle de *R. indica*. Estudos feitos por Assis et al. (2013) demonstraram que alguns acaricidas registrados para *A. guerreronis* podem apresentar efeitos satisfatórios no controle de *R. indica* quando utilizados em doses diferentes.

Se faz necessário avaliar a ação de efeitos letais e sub-letais que venham a atingir os organismos não alvo, visto que apenas as informações sobre letalidade não são suficientes para garantir a seletividade dos produtos. Em ácaros predadores, podem ocorrer os seguintes efeitos sub-letais: alterações envolvendo o comportamento de caminhar (LIMA et al. 2013; VELEZ et al. 2019), alterações no comportamento de dispersão (MONTEIRO et al. 2018), comprometimento na capacidade de forrageamento e predação (LIMA et al. 2015; SOUZA NETO et al. 2020), impedimentos na cópula (LIMA et al. 2015), reduções na taxa instantânea de crescimento (LIMA et al. 2013), retardo na oviposição (LIMA et al. 2015) e/ou comprometimento na longevidade (HAMEDDI et al. 2010).

Para que seja possível a integração do controle biológico com o químico, é indispensável que haja a identificação de agrotóxicos que causem efeitos mínimos sobre os inimigos naturais (HASSAN et al. 1991). No presente trabalho foi avaliado o efeito de acaricidas registrados para a cultura do coqueiro sobre a sobrevivência, consumo, oviposição e eficiência de conversão de alimento (E.C.I) de *A. largoensis*, ácaro predador que apresenta potencial para o controle do ácaro praga *R. indica*.

## 2 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

### 2.1 Controle biológico

O controle biológico é um processo que ocorre naturalmente em qualquer ecossistema sem a necessidade da ação humana, reduzindo a população de organismos-praga por meio dos seus inimigos naturais (PARRA et al. 2004). O homem pode interferir através da manipulação do ambiente para facilitar e potencializar a ação dos inimigos naturais em controlar organismos praga. Dentro dos programas de manejo integrado de pragas (MIP) o controle biológico vem se tornando cada vez mais popular e promissor, visto que as demandas da sociedade atual visam cada vez mais produtos livres de pesticidas e produzidos de forma sustentável (PARRA et al. 2002).

Há três tipos de controle biológico: (1) controle biológico natural, (2) controle biológico clássico e (3) controle biológico aplicado (BARBOSA et al. 1998).

O controle biológico natural, também chamado de controle biológico conservativo, se baseia na alteração do ambiente para preservar e incrementar as populações de inimigos naturais que já existem dentro do agroecossistema (FERNANDES; PICANÇO, 2010). Para atrair inimigos naturais e mantê-los em um agroecossistema, é preciso fornecer presas ou alimentos alternativos como fontes de carboidratos, como néctar e melato (substância excretada por afídeos e coccídeos depositada sobre a superfície das plantas) e de proteínas, como pólen (WYCKHUYS et al. 2013).

O controle biológico clássico se baseia na importação e colonização de inimigos naturais para o controle de pragas exóticas. Esses inimigos naturais geralmente são provenientes da região de origem da praga (BARBOSA et al. 1998). As liberações nesse tipo de controle biológico são feitas por meio da introdução de um pequeno número de inimigos naturais visando o controle da praga-alvo em longo prazo, pois a população dos inimigos naturais aumentaria com o tempo e se estabeleceria no agroecossistema, sendo eficiente apenas em culturas perenes ou semiperenes (GALLO, 2002). Esse método de controle visando a importação de inimigos naturais para o controle biológico resultou em controle total ou parcial de diversas espécies de pragas pelo mundo. Como exemplo, pode-se citar o caso do ácaro-verde-da-mandioca (*Mononychelus tanajoa* Bondar) que teve redução significativa da sua população no continente africano graças aos projetos de controle biológico desenvolvidos no continente que envolveram diversas espécies de ácaros predadores, dentre as quais *Typhlodromalus aripo* De Leon, *Neoseiulus idaeus* Denmark & Muma e *Amblydromalus*

*manihoti* (Moraes) se estabeleceram no continente e demonstraram grande eficiência no controle de *M. tanajoa* (YANINEK; HANNA, 2003; ZANNOU et al. 2006). Mais de 2.700 espécies de inimigos naturais foram introduzidas em 196 países para o controle de insetos e ácaros ao longo de aproximadamente 130 anos (HEIMPEL; MILLS, 2017).

O controle biológico aplicado consiste na aplicação de inimigos naturais produzidos de forma massal em biofábricas que são liberados dentro do agroecossistema periodicamente, visando suprimir as populações da praga-alvo de forma mais rápida e direta (BARBOSA et al. 1998). Nessa metodologia aumentativa, os organismos benéficos são liberados de forma periódica em grandes densidades dentro do agroecossistema, com o objetivo de controle rápido da população da praga-alvo, sem necessariamente esperar o estabelecimento desses inimigos naturais ao longo do tempo dentro do sistema de produção como ocorre no controle biológico clássico (ALVES et al. 2008).

Os inimigos naturais empregados nos programas de manejo integrado de pragas são provenientes de diferentes classes e famílias de seres vivos e incluem predadores, parasitoides e microrganismos patogênicos (MICHEREFF; BARROS, 2001). Já existem relatos da utilização de predadores na China há 3 mil anos (OLKOWSKI; ZHANG 1998) com o uso de ninhos de formigas da formiga *Oecophylla smaragdina* F. nas laranjeiras visando a proteção dos frutos contra outros insetos. Diferente dos comportamentos de predação, o parasitismo demorou mais tempo para ser identificado e reconhecido para aplicação como medida de controle (SMITH et al. 2009). Os artrópodes predadores geralmente são maiores que suas presas, com hábitos de vida livre e necessitam consumir várias presas para concluir seu desenvolvimento (PARRA et al. 2002). No grupo dos predadores, há destaque para insetos das ordens Coleóptera e Neuroptera (GALLO et al. 2002) e de ácaros predadores das famílias Phytoseiidae, Laelapidae e Macrochelidae (GERSON et al. 2003; CARRILLO et al. 2015). Os parasitoides geralmente necessitam de apenas um organismo hospedeiro para seu desenvolvimento, podendo se desenvolver no interior (endoparasitas) ou sobre (ectoparasitas) seus hospedeiros (GALLO et al. 2002). As ordens com o maior número de espécies parasitoides conhecidas atualmente são Hymenoptera e Díptera (SHIMBORI, 2009). Os entomopatógenos consistem em fungos, bactérias e vírus com a capacidade de causar infecções nos seus hospedeiros, ocasionando a morte da praga-alvo (FERNANDES; PICANÇO, 2010).

## **2.2 Controle químico**

Pesticida ou agrotóxico é definido como uma substância ou mistura de substâncias químicas com a capacidade de eliminar, precaver ou repelir qualquer organismo considerado praga (BARBOSA, 2022). Os pesticidas podem ser classificados como: inseticidas, acaricidas, nematocidas e ovicidas (EPA, 2022).

Os inseticidas e acaricidas podem agir na fisiologia de insetos e ácaros por meio de ação no sistema nervoso e músculos, no crescimento e desenvolvimento, no intestino, na respiração e há também um grupo de substâncias de ação desconhecida ou ainda não especificada (IRAC, 2022).

Dentre os inseticidas que agem sobre o sistema nervoso e nos músculos dos insetos, os que mais se destacam são os organoclorados e organofosforados (BARBOSA, 2022), atuando por contato ou ingestão (GALLO, 2002). Os organoclorados atuam interferindo nos canais de sódio, alterando a relação de equilíbrio sódio e potássio e impedindo a transmissão de impulsos nervosos, causando paralisia e morte do inseto (MOREIRA et al. 2012). Já os organofosforados inibem a enzima acetilcolinesterase e hidrolisam a acetilcolina, ocasionando acúmulo de moléculas de acetilcolina nas sinapses que levam a um estado de hiperexcitação do sistema nervoso seguido de morte do inseto (SANTOS et al. 2007).

Alguns inseticidas podem interferir no crescimento, desenvolvimento e metamorfose dos insetos, atuando de forma análoga aos hormônios desses artrópodes e interferindo no sistema endócrino provocando retardo no desenvolvimento, levando a morte do inseto (MOREIRA et al. 2012). Outros inseticidas atuam interferindo na síntese de quitina e conseqüentemente prejudicam o desenvolvimento do exoesqueleto do inseto, inibindo o seu desenvolvimento (MOREIRA et al. 2012).

Existem inseticidas derivados de vírus da família Baculoviridae e bactérias do gênero *Bacillus*, que agem no intestino do inseto. Os corpos proteicos dos baculovírus são dissolvidos no pH do intestino do inseto liberando virions que se fundem as microvilosidades do intestino e passam a infectar as células adjacentes, causando infecção generalizada no inseto (JEHLE et al. 2006). As bactérias do gênero *Bacillus* produzem protoxinas em forma de cristais, que quando ativadas pelas proteases do inseto liberam toxinas que destroem o trato intestinal e suspendem a sua alimentação (MOREIRA et al. 2012).

Alguns inseticidas agem como inibidores da respiração celular, dentre eles os inibidores do transporte de elétrons (rotenona, piridaben, fenpiroximato etc.) atuam inibindo a enzima NADH oxido-redutase da cadeia respiratória, causando queda no consumo de oxigênio e morte



do inseto (GALLO, 2002). Outros inseticidas como os dinitrofenóis (dinocap) e pirroles (clorfenapir) também atuam na respiração celular, inibindo a síntese de ATP por meio da inibição da fosforilação e do desacoplamento de prótons da mitocôndria (GALLO, 2002).

Dentre os pesticidas utilizados nos sistemas de produção agrícola, constam aqueles classificados como seletivos, apresentando baixa toxicidade sobre os agentes de controle biológico, sendo nocivos apenas às populações de praga (MACHADO, 2019).

### **2.3 Seletividade**

Quando empregados de forma incorreta, os pesticidas podem causar seleção de populações de insetos e ácaros resistentes, além de eliminar os inimigos naturais de artrópodes-praga no campo (STACKE et al. 2019). Visando diminuir os impactos de pesticidas sobre as populações de inimigos naturais e polinizadores, faz-se necessário testes de seletividade buscando produtos mais compatíveis aos artrópodes benéficos (PASINI et al. 2017).

A seletividade de inseticidas pode ser definida como o atributo que um defensivo agrícola possui em controlar os artrópodes-praga, com o mínimo de consequências negativas sobre os inimigos naturais e outros organismos benéficos (DEGRANDE et al. 2002). O uso de pesticidas seletivos dentro dos programas de manejo integrado de pragas (MIP) favorece a preservação de artrópodes benéficos, como inimigos naturais e polinizadores presentes em um agroecossistema (FOERSTER, 2002; BERSANI et al. 2020).

A seletividade fisiológica pode ser definida como a atenuação ou não da absorção de um inseticida pelo tegumento, ou pela degradação do sistema enzimático do inimigo natural dos compostos venenosos (PEDIGO, 1988; FOERSTER, 2002). Essa forma de seletividade é fundamentada na capacidade do inseticida de conter os organismos-alvo inerentes ao produto, causando menor dano aos inimigos naturais e/ou polinizadores, sendo os artrópodes praga mortos pela concentração do pesticida que não afete os insetos benéficos (BARBOSA, 2022).

A seletividade ecológica é feita pela pulverização de inseticidas/acaricidas e seu manejo em função do habitat e do comportamento dos insetos presentes na área, sendo a aplicação do pesticida feita somente na área onde se encontra a praga, evitando o contato do defensivo agrícola com os inimigos naturais e polinizadores (RIPPER et al. 1951; DEGRANDE et al. 2002). É fundamental que se tenha a compreensão da biologia dos insetos benéficos e dos insetos-praga para a execução da seletividade biológica (BARBOSA, 2022).

Ao se utilizar do controle biológico e o controle químico, deve ser dada preferência aos inseticidas seletivos, preservando os inimigos naturais presentes no agroecossistema seja ele proveniente do controle biológico natural e ou aplicado (BARBOSA, 2022). Os testes de seletividade aos inimigos naturais são realizados por testes toxicológicos e comportamentais. Esses testes são muito importantes em programas de MIP como forma de minimizar os efeitos nocivos aos inimigos naturais e maximizar o efeito dos inseticidas sobre as pragas (FOERSTER, 2002).

#### **2.4 Ácaros como agentes de controle biológico**

Os ácaros são artrópodes pertencentes a classe Arachnida, subclasse acari, fazem parte do segundo maior grupo de artrópodes registrados, depois dos insetos (MORAES; FLECHTMANN, 2008). Os ácaros apresentam tamanho bastante reduzido e têm colonizado diversos habitats terrestres e aquáticos, existindo espécies de vida livre ou parasitária (MORAES; FLECHTMANN, 2008).

A atuação de ácaros predadores para o controle biológico de pragas já vem sendo estudada há bastante tempo (MORAES, 2002). Nos anos 1960, em cultivos protegidos de hortaliças da Europa com o objetivo de controlar o ácaro-rajado (*Tetranychus urticae* Koch) descobriu-se a capacidade do ácaro predador *Phytoseiulus persimilis* Athias-Henriot (Acari: Phytoseiidae) em reduzir as populações do ácaro-rajado dentro de casa de vegetação, impulsionando os estudos de técnicas de criação massal desse inimigo natural (FERRAGUT et al. 2010).

Atualmente, os ácaros predadores vêm sendo cada vez mais utilizados nos programas de controle biológico de ácaros fitófagos, insetos e nematoides (FATHIPOUR & MALEKNIA, 2016). A maioria das espécies de ácaros predadores estão nas famílias Anystidae, Ascidae, Bdellidae, Cheyletidae, Cunaxidae, Laelapidae, Macrochelidae, Phytoseiidae, Rhodacaridae e Stigmaeidae (MORAES, 2002; FATHIPOUR & MALEKNIA, 2016). No Brasil, os ácaros da família Phytoseiidae têm sido os mais utilizados em diversas culturas visando o controle do ácaro-rajado (AZEVEDO, 2017). Os principais fitoseídeos utilizados para o controle de ácaros praga comercializados atualmente são *Phytoseiulus persimilis*, *Phytoseiulus macropilis* (Banks), *Neoseiulus carlifornicus* e *Neoseiulus longispinosus* (Evans) (MORAES; FLECHTMANN, 2008).

#### **2.5 Família Phytoseiidae**

Os ácaros da família Phytoseiidae são os mais estudados atualmente, com cerca de 2.798 espécies descritas, das quais, cerca de 230 já foram descritas no Brasil (DEMITE et al. 2017). São considerados os principais inimigos naturais de ácaros fitófagos (MCMURTHY et al. 2013). Em condições de campo, os fitoseídeos podem ser encontrados na face inferior das folhas e nas proximidades das nervuras, onde se protegem em depressões ou em domácias (MORAES; FLECHTMANN, 2008; MCMURTRY et al. 2013). Segundo McMurtry et al. (2013) o desenvolvimento da fase imatura desses ácaros pode se completar em até 5 dias quando em condições ideais (25 °C, 70%-90% UR), porém o mais comum é que esse período de desenvolvimento leve de 7 a 10 dias.

Fêmeas de algumas espécies de fitoseídeos podem ovipositar até 4 ovos por dia, porém o mais comum é a oviposição de 1 a 2 ovos ao dia (MCMURTRY et al. 2015). O tempo de vida desses ácaros é em média 20 a 30 dias. A reprodução na maioria das espécies de fitoseídeos ocorre pelo processo de pseudoarrenotoquia ou para-haploidia. Após a cópula, as fêmeas realizam a oviposição de ovos fertilizados que são inicialmente diploides (fêmeas) e após determinado período passam a ovipositar ovos haploides (machos) pois não há mais o conjunto de cromossomos recebidos durante a cópula (MORAES; FLECHTMANN, 2008).

No que se refere a dispersão, os fitoseídeos se locomovem para partes expostas das plantas e se deixam levar pelo vento, sendo esse um comportamento comum na dispersão de ácaros plantícolas (MORAES; FLECHTMANN, 2008). Esses predadores são orientados por estímulos químicos (voláteis) com origem nas plantas atacadas ou na própria presa para a busca por alimento, conforme demonstrado por Dicke et al. (1990).

A alimentação dos ácaros dessa família é bastante variada, e podem completar seu ciclo de vida por meio dos mais diferentes hábitos alimentares (FATHIPOUR & MALEKNIA, 2016). Os fitoseídeos podem ser classificados em quatro tipos de acordo com seu hábito alimentar, são eles: Tipo I Predadores especialistas (subtipo a – especializadas na alimentação sobre ácaros do gênero Tetranychidae; subtipo b – especializados na alimentação sobre tetraniquídeos que produzem teias complexas; subtipo c – especializados na alimentação sobre a superfamília Tydeoidea); Tipo II – predadores especializados em vários gêneros de Tetranychidae; Tipo III – predadores generalistas, alimentam-se de grande diversidade de presas, tais como ácaros tarsonemídeos, ácaros tenuipalpídeos cochonilhas, tripes e mosca-branca; Tipo IV – generalistas que preferem pólen como principal fonte de alimento (MCMURTRY et al. 2015).

Há uma certa facilidade na criação de ácaros da família Phytoseiidae em condições de laboratório, facilitando os estudos para avaliação potencial como agentes de controle biológico e viabilizando estudos visando a criação em larga escala desses artrópodes para uso em programas de controle biológico (MCMURTRY et al. 2015). O uso de fitoseídeos no controle biológico, especialmente o conservativo tem se baseado na utilização de produtos químicos seletivos para o controle de determinadas pragas, ou seja, produtos capazes de diminuir a população da praga-alvo sem afetar negativamente organismos benéficos, como os ácaros predadores (BARROS et al. 2022).

### **3 MATERIAIS E MÉTODOS**

#### **3.1 Obtenção e criação dos ácaros predadores**

Folículos de coqueiros infestados com *R. indica* foram coletados no campus da Universidade Federal do Ceará (UFC) em Fortaleza, Ceará, Brasil. Os folículos foram examinados em microscópio estereoscópico e os ácaros predadores de *A. largoensis* foram coletados para a montagem das unidades de criação. As arenas de criação foram confeccionadas por placas de PVC flexível de 10 x 10 cm, e foram colocadas sobre discos de espuma de polietileno no interior de bandejas plásticas com dimensões de 16 cm de diâmetro por 2,5 cm de profundidade. Foi utilizado algodão hidrófilo umedecido em água para circundar as margens das placas de PVC com o objetivo de evitar a fuga dos ácaros. Os predadores foram alimentados com uma dieta composta por pólen de mamona (*Ricinus communis* L.) e ovos de *R. indica*. Os ovos de *R. indica* foram ofertados em fragmentos de folículos infestados com aproximadamente 100 ovos por fragmento. O alimento foi repostado diariamente. As unidades de criação foram mantidas sob condições a  $27,5 \pm 1,0$  °C,  $70 \pm 10\%$  de UR e fotoperíodo de 12:12 LD.

#### **3.2 Acaricidas testados**

Por não existirem acaricidas registrados para uso no controle de *R. indica* no Brasil, foram selecionados produtos comumente utilizados na cultura do coqueiro e registrados para uso contra outra espécie de ácaro-praga, o *A. guerreronis* (Agrofit, 2022). Dessa forma, foram selecionados os seguintes acaricidas: abamectina (Abamex, 18 g a.i. l-1, concentrado 17 emulsionável, Nufarm, Maracanaú, Ceará, Brasil); azadiracitina (AzaMax, 12 g a.i. l-1, 18 concentrado emulsionável, UPL do Brasil Indústria e Comércio de Insumos Agropecuários 19 S.A., Ituverava, São Paulo, Brasil); fenpiroximato (Ortus 50 SC, 50 g a.i. l-1, concentrado em 20 suspensão, Nichino do Brasil Agroquímicos Ltda., Barueri, São Paulo, Brasil) e clorfenapir (Pirate, 240 g a.i. l-1, suspensão concentrada, Basf S.A., Av. das Nações Unidas, São Paulo, 22

Brasil). Para o trabalho foram utilizadas as doses nas concentrações recomendadas para o controle de *A. guerreronis* na cultura do coqueiro: 0.75 mL/L água para abamectina; 2,5 mL/L de água para azadiractina; 2,0 mL/L de água para fenpiroximato; 0,5 mL/L de água para clorfenapir e água destilada (tratamento controle).

### **3.3 Sobrevivência de *Amblyseius largoensis***

Cem ovos de *A. largoensis* foram retirados das unidades de criação e transferidos para uma nova unidade de criação seguindo o mesmo modelo padrão de tamanho. As unidades foram avaliadas diariamente para acompanhar o desenvolvimento das larvas até a fase adulta do ácaro. Os imaturos de *A. largoensis* foram alimentados com pólen de mamona e ovos de *R. indica*. Após o período de início reprodutivo de sete dias, foram selecionadas fêmeas grávidas para uso na instalação do experimento. As fêmeas selecionadas foram postas em unidades de privação alimentar, seguindo o mesmo padrão de montagem das unidades de criação e sem a presença de resíduos de acaricidas. Os predadores foram mantidos durante 4h nas unidades de privação com o objetivo de avaliar o possível efeito agudo sobre a fisiologia dos ácaros quando expostos posteriormente aos acaricidas nas unidades experimentais. O efeito agudo pode ser definido como tudo que ocorre no organismo do ácaro 24h depois da exposição aos resíduos químicos.

#### **3.3.1 Unidade experimental para avaliação da sobrevivência**

Placas de PVC (3 x 3 cm) foram imersas durante 5 segundos em água destilada para o tratamento controle ou em soluções dos acaricidas selecionados. Após imersão, as placas foram postas para secar durante um período de 30 minutos. Para confeccionar as unidades experimentais, as placas foram colocadas sobre discos de papel filtro de 8cm e posteriormente sobre espuma de polietileno de 9cm no interior de placas de Petri com dimensões de 9 cm de diâmetro. Foi utilizado algodão hidrófilo umedecido em água para circundar as margens das placas de PVC com o objetivo de evitar a fuga dos ácaros.

Após a confecção das unidades experimentais, fêmeas grávidas de *A. largoensis* foram transferidas das unidades de privação alimentar para as unidades experimentais. Foram utilizadas 20 fêmeas para cada tratamento, onde cada fêmea representa uma repetição. Cem ovos de *R. indica* foram transferidos para cada unidade experimental com o objetivo de servir de alimento para as fêmeas de *A. largoensis*. Foram utilizados os estudos de Mendes et. al (2018) e Carrilo and Penã (2012) para determinar a quantidade de alimento e estágio de desenvolvimento da presa a ser ofertado para as fêmeas de *A. largoensis*. O alimento ofertado

foi repostado diariamente. As unidades experimentais foram mantidas nas condições de criação das arenas citadas anteriormente.

O início das avaliações se deu a partir de 24h após o confinamento das fêmeas nas unidades experimentais. Posteriormente as unidades experimentais foram avaliadas a cada 12h. Foram computados o número total de predadores vivos e mortos. Os ácaros foram considerados mortos quando não caminharam pelo menos o comprimento do seu corpo após serem tocados por um pincel de cerda.

### **3.4 Predação, oviposição, e Eficiência de conversão de alimentos de *A. largoensis***

Foram confeccionadas unidades de privação alimentar com placas de PVC (10 x 10 cm) nas quais as fêmeas grávidas do ácaro predador com idade média de 7 dias ficaram confinadas para exposição aos resíduos de acaricidas ou de água destilada (testemunha) sem oferta de alimento durante 4h. O intervalo de 4h em privação alimentar foi escolhido visando minimizar um possível efeito letal e direcionar a avaliação apenas para o efeito agudo da exposição aos acaricidas sobre a sobrevivência. Após o tempo em confinamento, as fêmeas foram transferidas e isoladas em arenas individuais novas (3 x 3cm) limpas e isentas de resíduos de acaricidas. Foram utilizadas vinte fêmeas para cada tratamento, onde cada fêmea constou como uma repetição. Foi seguido o mesmo modelo de alimentação utilizado para a sobrevivência, correspondendo a cem ovos de *R. indica* para cada fêmea. O alimento foi repostado diariamente. O número de ovos consumidos e o número de ovos depositados pelas fêmeas foram avaliados a cada 24h durante 4 dias. A eficiência de conversão em alimentos (E.C.I) de *A. largoensis* foi calculada por meio da fórmula:  $\text{Número de ovos depositados} / \text{Número de presas consumidas} \times 100$ , a partir dos dados obtidos em cada repetição de cada um dos tratamentos.

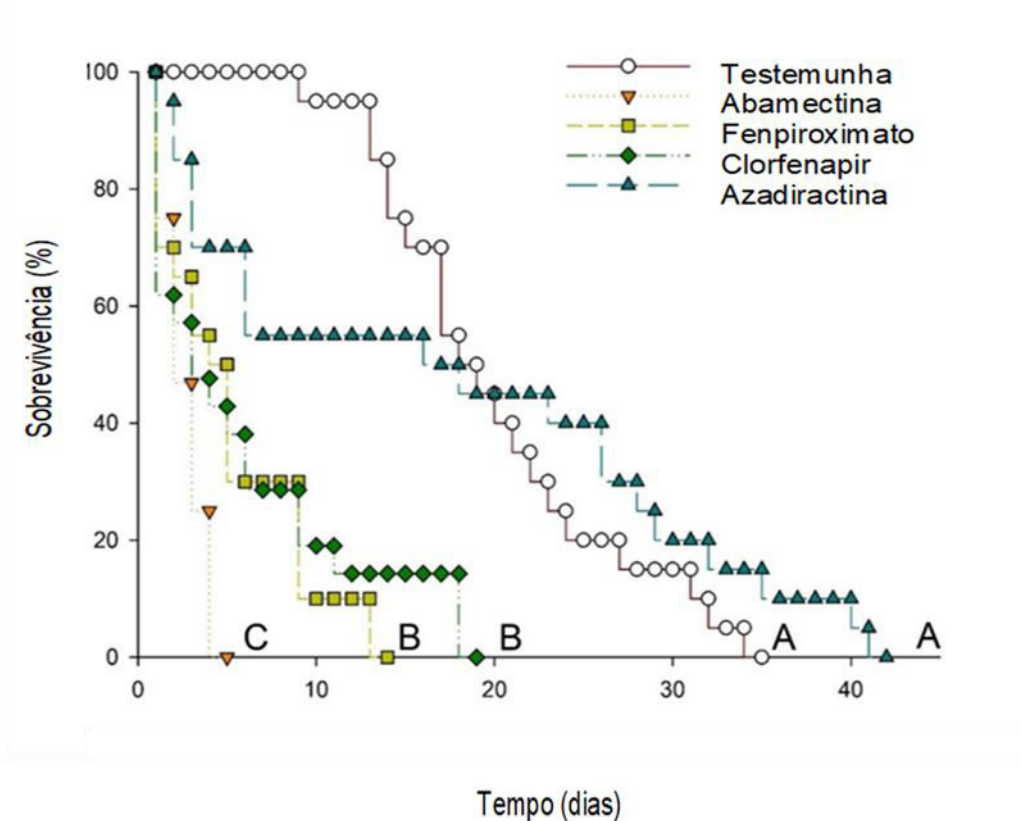
### **3.5 Análises estatísticas**

Foram utilizados os dados de sobrevivência para a construção das curvas de sobrevivência por meio dos estimadores de Kaplan-Meier e comparadas através do Log-rank. O tempo médio de sobrevivência dos predadores foi comparado através do teste de Tukey HSD. Os dados de predação, oviposição e ECI foram analisados por meio de modelos lineares generalizados (GLM). Como não houve efeito significativo do tempo sobre a predação, oviposição e ECI os dados foram combinados utilizando-se a média dos 4 dias de avaliação para cada repetição e comparados através do teste de Tukey HSD (P=0,05). O software SAS (SAS Institute, Cary, NC, USA) foi empregado para todas as análises.

## 4 RESULTADOS

### 4.1 Sobrevivência de *Amblyseius largoensis*

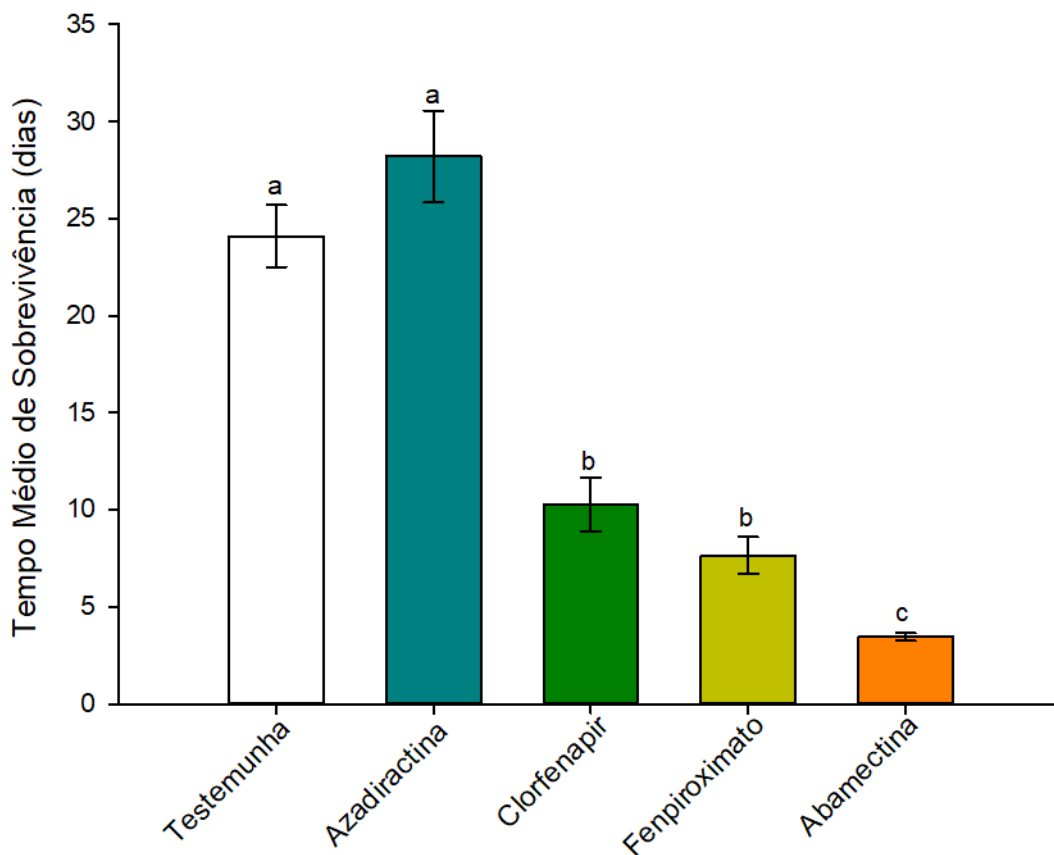
A sobrevivência do predador foi afetada pelos acaricidas ( $\chi^2 = 124.19$ ; 15 df = 4;  $P < 0,0001$ ). As fêmeas expostas ao tratamento controle com água destilada apresentaram sobrevivência máxima de 35 dias. Esse resultado não diferiu do observado quando os predadores foram expostos ao tratamento com os resíduos do acaricida azadiractina. Abamectina foi o acaricida que mais reduziu a sobrevivência dos predadores, com fêmeas sobrevivendo por no máximo 5 dias. Os predadores expostos aos resíduos dos acaricidas fenpiroximato e clorfenapir apresentaram valores intermediários de sobrevivência, com 14 dias para fenpiroximato e 19 dias para clorfenapir, não havendo diferença entre eles (Fig. 1).



**Figura 1.** Curva de sobrevivência de *Amblyseius largoensis* quando exposto a resíduos dos acaricidas abamectina, fenpiroximato, clorfenapir e fenpiroximato ou a água destilada (testemunha). Curvas com a mesma letra não diferem entre si através do teste de Log-Rank ( $\chi^2 4 = 124.19$ ; df = 4;  $P < 0,0001$ ).

O tempo médio de sobrevivência dos predadores também foi afetado pelos resíduos dos acaricidas ( $F_{4,108} = 26,91$ ;  $P < 0,0001$ ), sendo observado um padrão semelhante as curvas de

sobrevivência. Azadiractina não afetou o tempo médio de sobrevivência dos predadores ( $28,01 \pm 2,37$  dias) quando comparado com os resultados do tratamento testemunha ( $24,10 \pm 1,60$  dias). Abamectina foi o acaricida com maior eficiência em reduzir o tempo médio de sobrevivência das fêmeas ( $3,47 \pm 0,20$  dias). Valores intermediários foram observados para os predadores expostos aos tratamentos com resíduos de clorfenapir ( $10,24 \pm 1,40$ ) e fenpiroximato ( $7,64 \pm 0,94$ ), não havendo diferença entre eles (Fig. 2).



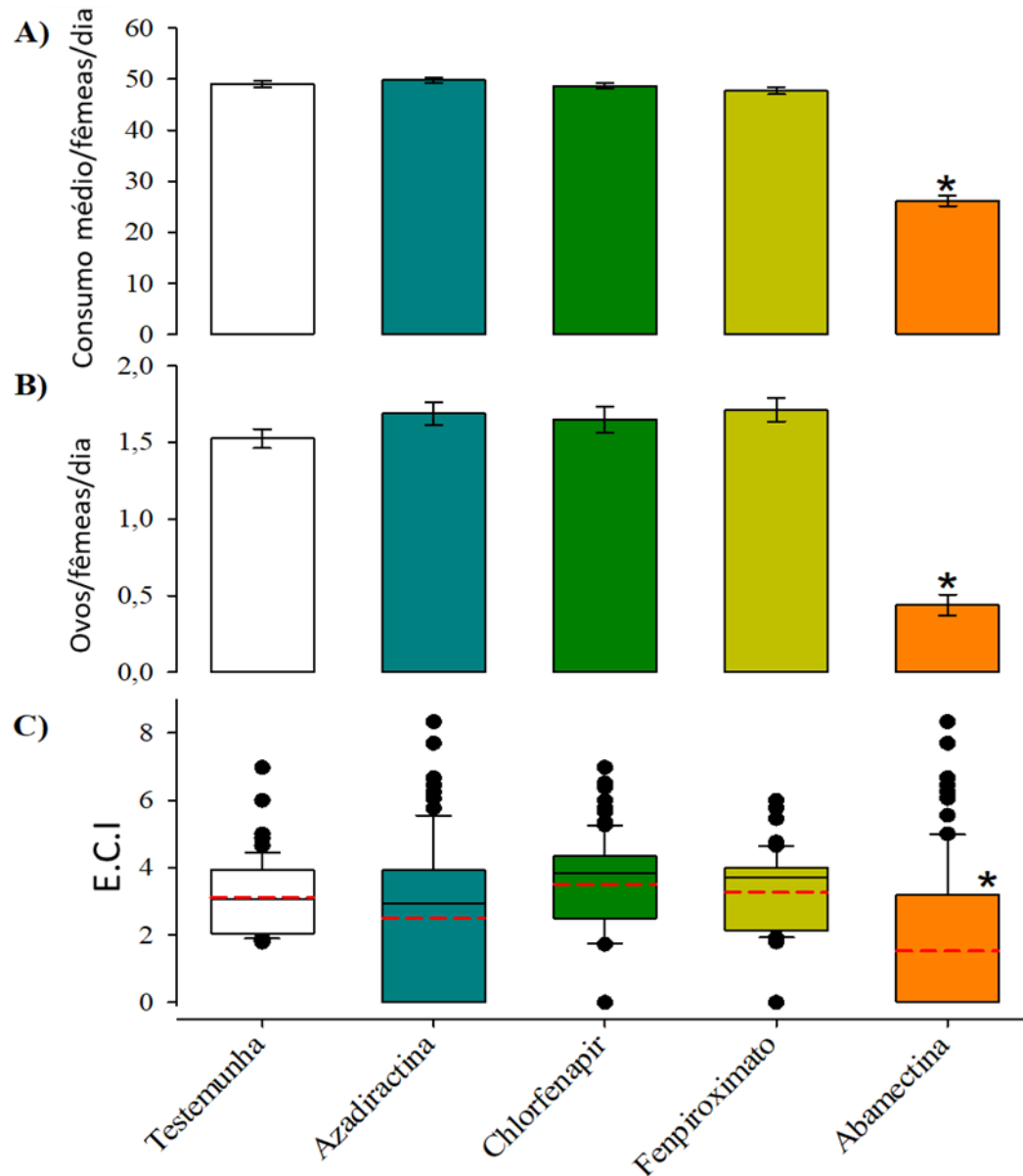
**Figura 2:** Tempo médio de sobrevivência ( $\pm$  EP) de *Amblyseius largoensis* quando exposto a resíduos dos acaricidas abamectina, azadiractina, clorfenapir e fenpiroximato ou a água destilada (testemunha). Barras com a mesma letra não diferem significativamente entre si através do teste de Tukey HSD ( $F_{4,108} = 26,91$ ;  $P < 0,0001$ ).

#### 4.2 Predação, oviposição e Eficiência de conversão de alimento (E.C.I) de *A. largoensis*

Todos os tratamentos possibilitaram a predação e oviposição das fêmeas dos predadores (Figura 3A e B). Abamectina foi o único acaricida a reduzir tanto a taxa de predação (redução de 46,71% em relação a testemunha) ( $F_{4,95} = 166,50$ ;  $P < 0,0001$ ; Figura 3A) quanto a taxa de oviposição (redução de 71,48% em relação a testemunha) ( $F_{4,95} = 40,08$ ;  $P < 0,0001$ ; Figura 3B). As fêmeas expostas ao tratamento testemunha (água destilada) ou aos tratamentos com



resíduos de fenpiroximato, clorfenapir e azadiractina apresentaram um consumo médio de 48,8 ovos (variação de 26, 14 a 49,81) e depositaram em média 1,6 ovos/dia (variação de 0,44 a 1,69). Abamectina foi o único acaricida a alterar a eficiência de conversão de alimentos (E.C.I) de fêmeas de *A. largoensis* (redução de 52% em relação ao tratamento testemunha).



**Figura 3.** Consumo médio de ovos de *R. indica* ( $\pm$  EP) (A), número médio de ovos ( $\pm$  EP) (B) e (C) Eficiência de conversão de alimento (E.C.A) em ovos de fêmeas de *A. largoensis* quando expostas a resíduos dos acaricidas abamectina, azadiractina, clorfenapir e fenpiroximato ou a água destilada (testemunha). Linhas tracejadas em vermelho indicam a mediana e linhas pretas indicam a média. O asterisco indica redução significativa quando comparado aos demais tratamentos (teste de Tukey HSD, P < 0,05).

## 5 DISCUSSÃO

No presente estudo, foi observado que Abamectina reduziu drasticamente a longevidade de fêmeas de *A. largoensis* (85% de redução). Essa é uma informação importante, visto que esse agrotóxico é um dos mais utilizados no mundo (RIGA et al. 2014). Outros estudos também demonstraram que houve comprometimento da sobrevivência de ácaros predadores da família Phytoseiidae após a exposição aos resíduos de abamectina (LIMA et al. 2013; Fernández et al. 2017, Doker and Kazak 2020). Estudos feitos por Assis et al. (2013) consideraram abamectina como um acaricida não seletivo a *A. largoensis* após compararem curvas de toxicidade desse pesticida ao predador e a presa *R. indica*. Os autores mostraram que a CL<sub>50</sub> para *A. largoensis* foi de 0,092 mg/L, valor muito abaixo da concentração recomendada *A. guerreronis* e utilizada no presente estudo (0,75 ml/L). Esse fato explica o comprometimento na sobrevivência das fêmeas do ácaro predador.

A taxa de predação, oviposição e Eficiência de conversão alimentar (E.C.I) de *A. largoensis* também foi afetada pela exposição aos resíduos de abamectina, sendo o único dos acaricidas testados a alterar esses parâmetros. O comportamento de predação em artrópodes envolve diferentes etapas, tais como identificação, forrageamento, captura/subjugação, aceitação e consumo da presa (HOLLING 1959, 1961, HAYNES 1988). Por conta disso, pesticidas capazes de alterar qualquer uma dessas etapas pode interferir na capacidade de predação desses inimigos naturais. A alteração na taxa de predação de *A. largoensis* após a exposição à abamectina era esperada uma vez que esse pesticida possui atividade neurotóxica e age interferindo nos receptores do GABA (ácido  $\gamma$ -aminobutírico) em sinapses inibitórias (YU 2008). Os canais de cloro são bloqueados e permanecem abertos por meio da ação das avermectinas, causando um desequilíbrio iônico que resulta na paralisia do organismo (JANSSON and DYBES 1998). Resultados semelhantes aos do presente estudo foram observados para outros fitoseídeos tais como *Neoseiulus baraki* (Athias-Henriot) (LIMA et al. 2013, 2015) e de *Phytoseiulus persimilis* Athias-Henriot (Acari: Phytoseiidae) (MONJARÁS-BARRERA et al. 2019). Nesses estudos a exposição a abamectina alterou a taxa de ataque e resultou em uma menor captura de presas. Essa alteração no comportamento de predação pode explicar a redução da oviposição e consequentemente na E.C.I das fêmeas de *A. largoensis* após exposição a abamectina. Segundo Sabelis (1985) a oviposição de ácaros fitoseídeos exige muito de sua alimentação, não apenas pelo elevado número de ovos produzidos, mas também pela quantidade de recurso investido por cada ovo. Nos ácaros predadores *Neoseiulus idaeus* Denmark & Mumma (Acari: Phytoseiidae) (IBRAHIM and YEE 2000) e *Neoseiulus*

*longispinosus* (Evans) (Acari: Phytoseiidae) (SOUZA NETO et al. 2020) também foi observada diminuição da oviposição após a exposição a resíduos de abamectina.

Os acaricidas fenpiroximato e clorfenapir ocasionaram efeitos intermediários sobre a sobrevivência e não alteraram a predação, oviposição e E.C.I das fêmeas de *A. largoensis*. Fenpiroximato já foi apontado como seletivo a *A. largoensis* (ASSIS et al. 2013). Porém, nos estudos de Assis et al. (2013) avaliou-se apenas os efeitos letais desse acaricida. O impacto reduzido de clorfenapir e fenpiroximato nos parâmetros avaliados podem estar associados a diversos fatores tais como a alta atividade de enzimas detoxificativas (KIM et al. 2014; LIMA et al. 2013), diferenças no tamanho ou na cutícula (espessura e composição) do predador e da praga (HORNSBY et al. 1996), bem como a suscetibilidade do sítio ativo, ou até uma combinação de todos esses fatores.

Azadiractina não alterou nenhum dos parâmetros avaliados (sobrevivência, predação, oviposição e E.C.A de *A. largoensis*). A compatibilidade desse acaricida já foi relatada para algumas outras espécies de ácaros da família Phytoseiidae, tais como *Neoseiulus carlifornicus* (McGregor) (Acari: Phytoseiidae) (CASTAGNOLI et al. 2005) e *Phytoseiulus persimilis* Athias-Henriot (Acari: Phytoseiidae) (COTE et al. 2002). Os mesmos fatores citados anteriormente que explicam o efeito reduzido para fenpiroximato e clorfenapir podem também explicar a ausência de efeitos sub-letais para azadiractina. Apesar dos resultados obtidos, se faz necessário a investigação de outros parâmetros comportamentais e fisiológicos e até mesmo em gerações subsequentes expostas aos resíduos dos acaricidas antes de concluir que fenpiroximato, clorfenapir e azadiractina apresentam baixo ou nenhum impacto sobre *A. largoensis*. Além disso, não há estudos a respeito da toxicidade de azadiractina a *R. indica*.

## 6 CONCLUSÃO

Os resultados obtidos no presente estudo sugerem potencial de compatibilidade entre os acaricidas azadiractina, clorfenapir e fenpiroximato e o ácaro predador *Amblyseius largoensis*. O acaricida azadiractina não alterou nenhum dos parâmetros avaliados no estudo, indicando seletividade ao predador *A. largoensis* e potencial uso desse pesticida em programas de controle de pragas em associação com o predador. Apesar de não apresentarem efeitos significativos sobre a predação, oviposição e eficiência de conversão alimentar de *A. largoensis*, os acaricidas clorfenapir e fenpiroximato afetaram o tempo médio de sobrevivência do predador, apontando para a diminuição do número de dias de sobrevivência desse ácaro em condições de campo.

É importante ressaltar que os efeitos sub-letais nem sempre serão percebidos nos indivíduos expostos diretamente aos resíduos dos acaricidas, muitas vezes esses efeitos são evidenciados em gerações subsequentes (LIMA et al. 2016). Assim faz-se necessário investigações adicionais antes de se concluir a respeito da compatibilidade destes produtos com o ácaro predador *A. largoensis*.

## REFERÊNCIAS

AGROFIT., 2020. Sistema de Agrotóxicos Fitossanitários. **Ministério da Agricultura do Governo Federal**. Available from: <http://www.agricultura.gov.br> [accessed 15 december 2022].

ALVES, S. B., Lopes R. B. (Ed.). **Controle microbiano de pragas na América Latina: avanços e desafios**. Piracicaba: Fealq, 2008. 414 p. (Biblioteca de Ciências Agrárias Luis de Queiroz, 14).

ASSIS, C. P.O., de Moraes, E.G., Gondim Jr, M.G.C., 2013. Toxicity of acaricides to *Raoiella indica* and their selectivity for its predator, *Amblyseius largoensis* (Acari: Tenuipalpidae: Phytoseiidae). **Experimental and Applied Acarology**. 60, 357–365.

ASSIS, C. P.O., Gondim Jr, M.G.C., Siqueira, H. A.A., 2018. Sinergismo com acaricidas em *Neoseiulus californicus* resistente (Acari: Phytoseiidae), predador de *Tetranychus urticae* (Acari: Tetranychidae). **Proteção de Culturas**. 106, 139-145.

AZEVEDO, E. B. **Diversidade de ácaros edáficos, com ênfase nos Mesostigmata, em cultivos agrícolas e na vegetação natural do bioma Cerrado no sul do estado do Tocantins**. 2017a. 57 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia – Entomologia Agrícola) – Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal.

BARBOSA, P. (Ed.). **Conservation biological control**. San Diogo: Academic press. 1998. 396 p.

BARBOSA, M. S. **Seletividade de inseticidas a *Tetrastichus howardi* (Olliff, 1893) (Hymenoptera: Eulophidae) e seu parasitismo em pupa de *Chrysodeixis includens* (Walker, [1858]) (Lepidoptera: Noctuidae)**. Universidade Federal da Grande Dourados. Dourados, MS. 123p. 2022.

BARROS, M. E. N., Silva, F. W. B., De Sousa Neto, E. P., Da Rocha Bisneto, M.C., 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**, 27, 33 - 44. 2022.

BERSANI, B. C. G., Santos, B. S., Massarolli, A., Butnariu, A. R., Pereira, M. J. B., Foerster, L. A. Insecticide toxicity to *Plutella xylostella* (Lepidoptera: Plutellidae) parasitized by *Oomyzus sokolowskii* (Hymenoptera: Eulophidae). **Brazilian Journal of Animal and Environmental Research**, Curitiba, v. 3, n. 4, p. 3604 – 3617, 2020.

- BERNARDI, D., Botton, M., Cunha, U. D. S., Nava, D. E., Garcia, M. S., 2010. Bioecologia, monitoramento e controle do ácaro-rajado com o emprego da azadiractina e ácaros predadores na cultura do morangueiro. **Embrapa Uva e Vinho** - Circular Técnica. Infoteca-E.
- BOSTANIAN, N.J., Akalach, M., 2006. The effect of indoxacarb and five other insecticides on *Phytoseiulus persimilis* (Acari: Phytoseiidae), *Amblyseius fallacis* (Acari: Phytoseiidae) and nymphs of *Orius insidiosus* (Hemiptera: Anthocoridae). **Pest Manag. Sci.** 62, 334–339.
- BOWMAN, H.M., 2010. **Molecular discrimination of Phytoseiidae associated with the red palm mite *Raoiella indica* (Acari: Tenuipalpidae) from Mauritius and South Florida.** MS Thesis, University of Florida, Gainesville, 186.
- BRASIL. Secretária de Defesa Agropecuária. Artigo 22, §2º, Inciso I do Decreto nº 4074, de 04 de janeiro de 2002, no produto Vertimec 18 EC, registro nº 0618895, foi aprovada alteração nas recomendações de uso do produto com a inclusão do alvo biológico em cultura de suporte Fitossanitário Insuficiente - CSFI, *Raoiella*, na cultura do coco, conforme processo nº 21000.030938/2019-42. **Diário Oficial da União**. Acesso em: 17 dez. 2022.
- BRATTSTEN, L.B., Holyoke, C.W., Leeper, J.R., Raffa, K.F., 1986. Insecticide resistance: challenge to pest management and basic research. **Science** 231, 1255–1260.
- BRITO, H.M., Gondim Jr, M.G.C., Oliveira, J.V., Camara, C.A.G., 2006. Toxicity of neem (*Azadirachta indica* A. Juss) formulations for twospotted spider mite and *Euseius alatus* De Leon and *Phytoseiulus macropilis* (Banks) (Acari: Phytoseiidae). **Neotrop Entomol.** 4, 500–505.
- CARRILLO, D., Peña, J.E., 2012. Prey-stage preferences and functional and numerical responses of *Amblyseius largoensis* (Acari: Phytoseiidae) to *Raoiella indica* (Acari: Tenuipalpidae). **Exp. Appl. Acarol.** 57, 361–372
- CARRILLO, D., Amalin, D., Hosein, F., Roda, A., Duncan, R., Peña, J.E., 2012. Host plant range of *Raoiella indica* Hirst (Acari: Tenuipalpidae) in areas of invasion of the new world. **Exp. Appl. Acarol.** 57, 271–289.
- CARRILLO, D., Peña, J.E., Hoy, M.A., Frank, J.H., 2010. Development and reproduction of *Amblyseius largoensis* (Acari: Phytoseiidae) feeding on pollen, *Raoiella indica* (Acari: - Tenuipalpidae), and other microarthropods inhabiting coconuts in Florida, USA. **Exp. Appl. Acarol.** 52, 119–129.

- CARRILLO, D., Hoy, M.A., Peña, J.E., 2014. Effect of *Amblyseius largoensis* (Acari: Phytoseiidae) on *Raoiella indica* (Acari: Tenuipalpidae) by predator exclusion and predator release techniques. **Florida Entomologist**. 97, 256–262.
- CARRILLO, D., Moraes, G. J., Pena, J. **Prospects for biological control of plant feeding mites and other harmful organisms**. New York: Springer, 2015. 328 p.
- CASTAGNOLI, M., Liguori, M., Simoni, S., Duso, C., 2005. Toxicity of some insecticides to *Tetranychus urticae*, *Neoseiulus californicus* and *Tydeus californicus*. **BioControl** 50, 611–622.
- COTE, K. W., Lewis, E. E., Schultz, P. B., 2002. Compatibility of acaricide residues with *Phytoseiulus persimilis* and their effects on *Tetranychus urticae*. **HortScience**. 37, 906-909.
- CORDEIRO, E.M.G., Corrêa, A.S., Venzon, M., Guedes, R.N.C., 2010. Sobrevivência de inseticidas e evitação comportamental nos lacewings *Chrysoperla externa* e *Ceraeochrysa cubana*. **Chemosphere**. 81,1352–1357.
- CORREA-MÉNDEZ, A., Osorio-Osorio, R., Hernández-Hernández, L. U., Cruz-Lázaro, E. D. L., Márquez-Quiroz, C., Salinas-Hernández, R. M., 2018. Control químico del ácaro rojo de las palmas *Raoiella indica* Hirst (Acari: Tenuipalpidae). **Ecosistemas y recursos agropecuarios**. 5, 319-326.
- DEGRANDE, P. E.; Reis, P. R.; Carvalho, G. A.; Belarmino, L. C. Metodologia para avaliar o impacto de pesticidas sobre inimigos naturais. In: Parra, J. R. P.; Botelho, P. S. M.; Corrêa-Ferreira, B. S.; Bento, J. M. S. [eds]. **Controle Biológico no Brasil - parasitoides e predadores**. Piracicaba: Manole, p. 71- 86, 2002.
- DEMITE, P.R., Moraes, G.J., McMurtry, J.A., Denmark, H.A., Castilho, R.C., 2017. **Phytoseiidae database**.
- DESNEUX, N., Decourtye, A., Delpuech, J. M., 2007. The sublethal effects of pesticides on beneficial arthropods. **Annu. Rev. Entomol.** 52, 81-106.
- DICKE, M., Sabelis, M., Takabayashi, J., Bruin, J., Posthumus, M. A. Plant strategies of manipulating predator-prey interactions through allelochemicals: prospects for application in pest control. **Journal of Chemical Ecology**, v. 16, n. 11, p. 3091-3118, Nov. 1990b.
- DOKER, Í., Kazak, C., 2019. Non-target effects of five acaricides on a native population of *Amblyseius swirskii* (Acari: Phytoseiidae). **International Journal of Acarology**. 45, 69-74.

DOKER, Í., Kazak, C., 2020. Toxicity and risk assessment of acaricides on the predatory mite, *Euseius scutalis* (Athias-Henriot) (Acari: Phytoseiidae) under laboratory conditions. **Chemosphere**, 261, 127760.

DOMINGOS, C.A., Oliveira, L.O., Morais, E.G.F., Navia, D., Moraes, G.J., Gondim Jr., M.G.C., 2013. Comparison of two populations of the pantropical predator *Amblyseius largoensis* (Acari: Phytoseiidae) for biological control of *Raoiella indica* (Acari: enuipalpidae). **Exp. Appl. Acarol.** 60, 83–93.

EPA. **Basic Information About Pesticide Ingredients**, 2022. Disponível em: <https://www.epa.gov/ingredients-used-pesticide-products>. Acesso: 15 de dezembro de 2022.

FATHIPOUR, Y., Maleknia, B. **Mite predators**. In: Omkar, editor. *Ecofriendly pest management for food security*. San Diego (USA), Elsevier, pp. 329–366, 2016.

FERRAGUT, F., Pérez-Moreno, I., Iriola-Calvo, V. M., Escudero, A. **Ácaros depredadores em las plantas cultivadas**. Família Phytoseiidae. Madri: Ediciones Agrotecnicas, 2010. 202 p.

FERNANDES, F. L., PIKANÇO, M. C., Fernandes, M. E. de S.; Xavier, V. M.; Martins, J. C.; Silva, V. F. da. Controle biológico natural de pragas e interações ecológicas com predadores e parasitóides em feijoeiro. **Bioscience Journal** , Uberlândia, MG, v. 26, n. 1, p. 6–14, 2010.

FERNÁNDEZ, M. M., Medina, P., Wanumen, A., Del Estal, P., Smagghe, G., Viñuela, E., 2017. Compatibility of sulfoxaflo and other modern pesticides with adults of the predatory mite *Amblyseius swirskii*. Residual contact and persistence studies. **BioControl**. 62, 197-208.

FILGUEIRAS, R. M. C., Mendes, J. D. A., Neto, E. P. D. S., Monteiro, N. V., Melo, J. W. S., 2020. *Neoseiulus barkeri* Hughes (Acari: Phytoseiidae) as a potential control agent for *Raoiella indica* Hirst (Acari: Tenuipalpidae). **Systematic and Applied Acarology**. 25, 593-606.

FOERSTER, L. A. Seletividade de inseticidas a predadores e parasitoides. In: Parra, J. R. P.; Botelho, P. S. M.; Corrêa-Ferreira, B. S.; Bento, J. M. S. [eds]. **Controle Biológico no Brasil - parasitoides e predadores**. Piracicaba: Manole, p. 95-114, 2002.



- FOURNIER, D., Cuany, A., Pralavorio, M., Bride, J. M., Berge, J. B., 1987. Analysis of methidathion resistance mechanisms in *Phytoseiulus persimilis* AH. Pestic. **Biochem. Physiol.** 28, 271-278.
- GALVÃO, A.S., Gondim Jr, M.G.C., Moraes, G.J., Oliveira, J.V., 2007. Biologia de *Amblyseius largoensis* (Muma) (Acari: Phytoseiidae), um potencial predador de *Aceria guerreronis* Keifer (Acari: Eriophyidae) em coqueiro. **Neotrop. Entomol.** 36, 465–470.
- GALVÃO, A.S., Gondim Jr, M.G.C., Moraes, G.J., Oliveira, J.V., 2008. Exigências térmicas e tabela de vida de fertilidade de *Amblyseius largoensis*. **Ciência Rural.** 38,1817-1823.
- GALLEGO, C. E., Aterrado, E. D., Batomalaque, C. G., 2003. Biology of the false spider mite, *Rarosiella cocosae* Rimando, infesting coconut palms in Camiguin, northern Mindanao (Philippines). **Philipp. Entomol.** 17,187-202.
- GERSON, U., Smiley, R. L., Ochoa, R. **Mites (Acari) for pest control.** Oxford: Blackwell Publishing, 2003. 539 p.
- GÓMEZ-MOYA, C. A., Gondim Jr, M. G., de Moraes, G. J., de Morais, E. G., 2018. Effect of relative humidity on the biology of the predatory mite *Amblyseius largoensis* (Acari: Phytoseiidae). **International Journal of Acarology.** 44, 400-411.
- GONDIM Jr., M.G.C., Castro, T.M.M.G., Marsaro Jr., A.L., Navia, D., Melo, J.W.S., Demite, P.R., Moraes, G.J., 2012. Can the red palm mite threaten the Amazon vegetation? **Syst. Biodivers.** 10, 527–535.
- GUEDES, R.N.C., Smagghe, G., Stark, J.D., Desneux, N., 2016. Pesticide-induced stress in arthropod pests for optimized integrated pest management programs. **Annu. Rev. Entomol.** 61, 43-62.
- HAMEDI, N., Fathipour, Y., Saber, M., 2010. Sublethal effects of fenpyroximate on life table parameters of the predatory mite *Phytoseius plumifer*. **Biocontrol.** 55, 271–278.
- HAMEDI, N., Fathipour, Y., Saber, M., 2011. Sublethal effects of abamectin on the biological performance of the predatory mite, *Phytoseius plumifer* (Acari: Phytoseiidae). **Exp. Appl. Acarol.** 53, 29–40.
- HASSAN, S.A., Bigler, F., Bogenschütz, H., Boller, E., Brun, J., Calis, J.N.M., Chiverton, P., Coremas-Pelseneer, J., Duso, C., Lewis, G.B., Mansour, F., Moreth, L., Oomen, P.A., Overmeer, W.P.J., Polgar, L., Rieckmann, W., Samsee-Petersen, L., Stdiubll, A., Sterk, G.,

Tavares, K., Tuset, J.J., Viggiani, G., 1991. Results of the fifth joint pesticide testing programme carried out by the IOBC/WPRS-Working Group "Pesticides and Beneficial Organisms". **Entomophaga**. 36, 55-67.

HAYNES, K.F., 1988. Efeitos subletais de inseticidas neurotóxicos no comportamento dos insetos. **Revisão anual de Entomologia**. 33, 149-168.

HOLLING, C.S., 1959. Some characteristics of simple types of predation and parasitism. **The Canadian Entomologist**. 91, 385–398.

HOLLING, C. S., 1961. Principles of insect predation. **Annual review of Entomology**. 61, 163-182.

HORNSBY, A.G., Wauchope, R.D., Herner, A.E., 1996. Pesticide properties in the environment. **Springer Science & Business Media**. 227.

HUNT, D. A., Treacy, M. F., 1998. Pyrrole insecticides: a new class of agriculturally important insecticides functioning as uncouplers of oxidative phosphorylation. **In Insecticides with novel modes of action**. 138-151.

IBRAHIM, Y.B., Yee, T.S., 2000. Influence of sublethal exposure to abamectin on the biological performance of *Neoseiulus longispinosus* (Acari: Phytoseiidae). **J. Econ. Entomol.** 93, 1085–1089.

IRAC- Insecticide Resistance Action Committee. **IRAC Mode of Action Classification Scheme**, p. 1-30, 2020. Disponível em: <https://www.irc-online.org>. Acesso: 15 de dezembro de 2022.

JANSSON, R. K., Dybas, R. A., 1998. Avermectins: biochemical mode of action, biological activity and agricultural importance. Insecticides with novel modes of action. **Springer, Berlin, Heidelberg**. 152-170.

JEHLE, J. A. et al. 2006. On the classification and nomenclature of baculoviruses: a proposal for revision. **Archives of virology**, v. 151, n. 7, p. 1257-1266, 2006.

KASAI, S., Weerasinghe, I. S., Shono, T., 1998. P450 monooxygenases are an important mechanism of permethrin resistance in *Culex quinquefasciatus* Say larvae. **Archives of Insect Biochemistry and Physiology**. Published in Collaboration with the Entomological Society of America. 37, 47-56.

- KIM, Y. J., Lee, S. H., Lee, S. W., Ahn, Y. J., 2004. Fenpyroximate resistance in *Tetranychus urticae* (Acari: Tetranychidae): cross-resistance and biochemical resistance mechanisms. **Pest Management Science**. 60, 1001-1006.
- LAWSON-BALAGBO, L. M., Gondim, M. G. C., De Moraes, G. J., Hanna, R., Schausberger, P., 2008. Exploration of the acarine fauna on coconut palm in Brazil with emphasis on *Aceria guerreronis* (Acari: Eriophyidae) and its natural enemies. **Bull. Entomol. Res.** 98, 83–96.
- LIMA, D.B., Melo, J.W.S., Gondim Jr, M.G.C., De Moraes, G. J., 2012. Limitations of *Neoseiulus baraki* and *Proctolaelaps bickleyi* as control agents of *Aceria guerreronis*. **Experimental and Applied Acarology**. 56, 233-246.
- LIMA, D. B., Melo, J.W.S., Gondim Jr, M.G.C., Guedes, R.N.C., Oliveira, J. E., 2016. Population-level effects of abamectin, azadirachtin and fenpyroximate on the predatory mite *Neoseiulus baraki*. **Experimental and Applied Acarology**. 70, 165-177.
- LIMA, D. B., Melo, J. W. S., Gondim Jr, M. G. C., Guedes, R. N. C., Oliveira, J. D. M., Pallini, A., 2015a. Acaricide-impaired functional predation response of the phytoseiid mite *Neoseiulus baraki* to the coconut mite *Aceria guerreronis*. **Ecotoxicology**. 24, 1124-1130.
- LIMA, D. B., Melo, J. W. S., Guedes, N. M. P., Gontijo, L. M., Guedes, R. N. C., Gondim Jr, M. G. C., 2015b. Bioinsecticide-predator interactions: azadirachtin behavioral and reproductive impairment of the coconut mite predator *Neoseiulus baraki*. **PLoS One**. 10, e0118343.
- LIMA, D.B., Melo, J. W. S., Guedes, R.N., Siqueira, H.A., Pallini, A., Gondim Jr, M.G.C., 2013. Survival and behavioural response to acaricides of the coconut mite predator *Neoseiulus baraki*. **Exp. Appl. Acarol.** 60 (3), 381–393.
- LIMA, D. B., Monteiro, V. B., Guedes, R. N. C., Siqueira, H. A. A., Pallini, A., Gondim, M. G. C., 2013. Acaricide toxicity and synergism of fenpyroximate to the coconut mite predator *Neoseiulus baraki*. **BioControl**. 58,595-605.
- LIMA, D. B., Rezende-Puker, D., Mendonça, R. S., Tixier, M. S., Gondim Jr, M.G.C., Melo, J. W. S., Oliveira, D.C., Denise, N., 2018. Molecular and morphological characterization of the predatory mite *Amblyseius largoensis* (Acari: Phytoseiidae): surprising similarity between an Asian and American populations. **Experimental and Applied Acarology**. 76, 287-310.

MACHADO, A. V. A.; Potin, D. M.; Torres, J. B.; Torres, C. S. A. S. Selective insecticides secure natural enemies action in cotton pest management. **Ecotoxicology and Environmental Safety**, v. 184, n. 1, p. 1 - 11, 2019.

MCMURTRY, J. A., Moraes, G. J., Famah Sourassou, N. Revision of lifestyles of phytoseiid mites (Acari: Phytoseiidae) and implications for biological control strategies. **Systematic and Applied Acarology**, v. 18, n. 4, p. 297-320, Dec. 2013.

MCMURTRY, J. A., Famah Sourassou, N., Demite, P. D. The Phytoseiidae (Acari: Mesostigmata) as biological control agentes, In: CARRILLO, D., Moraes, G. J., Peña, J. E. (Ed.). **Prospects for biological control of plants feeding mites and Other harmful organisms**. New York: Springer, 2015. p. 133-149.

MELO, J.W.S., Lima, D.B., Staudacher, H.R., Silva, F.R., Gondim Jr, M.G.C., Sabelis, M.W., 2015. Evidence of *Amblyseius largoensis* and *Euseius alatus* as biological control agent of *Aceria guerreronis*. **Exp. Appl. Acarol.** 67, 411–421. <https://doi.org/10.1007/s10493-015-9963-7>

MENDES, J.A., Lima, D.B., Neto, E.P.D., Gondim Jr, M.G.C., Melo, J.W.S., 2018. Functional response of *Amblyseius largoensis* to *Raoiella indica* eggs is mediated by previous feeding experience. **Systematic & Applied Acarology**. 23, 1907–1915.

MICHEREFF, Sami J., BARROS, Reginaldo. **Proteção de plantas na agricultura sustentável**. Recife: Universidade Federal Rural de Pernambuco, 2001. 368 p.

MONJARÁS-BARRERA, J. I., Chacón-Hernández, J. C., Cerna-Chávez, E., Ochoa-Fuentes, Y. M., Aguirre-Urbe, L. A., Landeros-Flores, J., 2019. Sublethal effect of Abamectin in the functional response of the predator *Phytoseiulus persimilis* (Athias-Henriot) on *Tetranychus urticae* (Koch) (Acari: Phytoseiidae, Tetranychidae). **J. Biol.** 79, 273-277.

MONTEIRO, V. B., Silva, V. F., Lima, D. B., Guedes, R. N. C., Gondim Jr, M. G. C., 2018. Pesticides and passive dispersal: acaricide- and starvation-induced take-off of the predatory mite *Neoseiulus baraki*. **Pest Manag. Sci.** 74: 1272–1278.

MORAES, G. J., Flechtmann., C. H. W. **Manual de acarologia, acarologia básica e ácaros de plantas cultivadas no Brasil**. Ribeirão Preto: Holos, 2008.

- MOREIRA, M. F.; Mansur, J. F.; Mansur-Figueira, J. Resistência e inseticidas: estratégias, desafios e perspectivas no controle de insetos. **Instituto Nacional de Ciência e Tecnologia em Entomologia Molecular**, Brasília: Itabajara da Silva Vaz Junior, p. 1-23, 2012.
- NADIMI, A., Kamali, K., Arbabi, M., Abdoli, F., 2009. Selectivity of three miticides to spider mite predator, *Phytoseius plumifer* (Acari: Phytoseiidae) under laboratory conditions. **Agric Sci China**. 8,326–331.
- NAVIA, D., Domingos, C. A., Mendonça, R. S., Ferragut, F., Rodrigues, M. A. N., De Morais, E. G. F., Tixier, M. S., Gondim Jr, M.G.C., 2014. Reproductive compatibility and genetic and morphometric variability among populations of the predatory mite, *Amblyseius largoensis* (Acari: Phytoseiidae), from Indian Ocean Islands and the Americas. **Biological Control**. 72, 17-29.
- NEGLOH, K., Hanna, R., Schausberger, P., 2011. The coconut mite, *Aceria guerreronis*, in Benin and Tanzania: occurrence, damage and associated acarine fauna. **Exp. Appl. Acarol**. 55. 361-374.
- NURUZZAMAN, M. D., Rahman, M. M., Liu, Y., Naidu, R., 2016. Nanoencapsulation, Nano-Guard for Pesticides: A New Window for Safe Application. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**. 64, 1447-1483.
- OLKOWSKI, W., Zhang, A. Habitat management for biological control, examples from China. In: PICKETT, C. H., Bugg, R. L. (Ed.). **Enhancing biological control**. Berkeley: University of California Press, 1998. p. 255-270.
- PARRA, J. R. P.; Botelho, P. S. M.; Corrêa-Ferreira, B. S.; Bento, J. M. S. Controle biológico: terminologia. In: PARRA, J.R.P; Botelho, P.S.M.; Corrêa-Ferreira, B.S.; BENTO, J.M.S. (Ed.). **Controle biológico no Brasil: parasitoides e predadores**. São Paulo: Manole, 2002.
- PARRA, J. R. P., Bento, J. M. S., Chagas, M. C. M., Yamamoto, P. T. O controle biológico da larva-minadora-dos-citrus. **Visão agrícola**, v. 1, n.2, p. 65-67, jul./dez. 2004
- PASINI, R. A.; Grützmacher, A. D.; Spagnol, D.; Armas, F. S.; Normberg, A. V.; Carvalho, H. J. S. Ação residual de agrotóxicos pulverizados em plantas de milho sobre *Trichogramma pretiosum*. **Revista Ceres**, v. 64, n.3, p. 242-249, 2017.
- PEDIGO, L. P. **Entomology and pest management**. New York, p. 646. 1988.

QI, B., Gordon, G., Gimme, W., 2001. Efeitos de presas alimentadas com nim nos insetos predadores *Harmonia conformis* (Boisduval) (Coleoptera: Coccinellidae) e *Mallada signatus* (Schneider) (Neuroptera: Chrysopidae). **Controle Biol.** 22,185–190.

RAMOS, M., Gonzales, A.I., Gonzales, M., 2010. Management strategy of *Raoiella indica* Hirst in Cuba, based on biology, host plants, seasonal occurrence and use of acaricide. In: **XIII International Congress of Acarology**, Recife, Brasil, Abstract Book. 218–219.

REIS, A. C., Gondim Jr, M. G., Moraes, G. J. D., Hanna, R., Schausberger, P., Lawson-Balagbo, L. E., Barros, R., 2008. Population dynamics of *Aceria guerreronis* Keifer (Acari:Eriophyidae) and associated predators on coconut fruits in northeastern Brazil. **Neotrop. Entomol.** 37,457-462.

REIS, P. R., Sousa, É. O., 2001. Seletividade de chlorfenapyr e fenbutatin-oxide sobre duas espécies de ácaros predadores (Acari: Phytoseiidae) em citros. **Rev. Bras. Frutic.** 23, 584-588.

RIGA, M., Tsakireli, D., Ilias, A., Morou, E., Myridakis, A., Stephanou, E. G., Vontas, J., 2014. Abamectin is metabolized by CYP392A16, a cytochrome P450 associated with high levels of acaricide resistance in *Tetranychus urticae*. **Insect Biochemistry and Molecular Biology.** 46, 43-53.

RIPPER, W. E.; Greenslade, R. M.; Hartley, G. S. Selective insecticides and biological control. **Journal of Economic Entomology**, v. 44, n. 4, p. 448-458, 1951.

SABELIS, M.W., 1985a. Life History: Development. In: Helle, W. & Sabelis, M.W. (Eds.) Spider mites: their biology, natural enemies and control. Amsterdam, **Elsevier**, pp. 43–53.

SABELIS, M.W., 1985b. Life History: Reproduction. In: Helle, W. & Sabelis, M.W. (Eds.) Spider mites: their biology, natural enemies and control. **Elsevier**, Amsterdam. pp. 73–82.

SANTOS, V. M. R.; Donnici, C. L.; Da Costa, J. B. N.; Caixeiro, J. M. R. Compostos organofosforados pentavalentes: histórico, métodos sintéticos de preparação e aplicações como inseticidas e agentes antitumorais. **Quimica Nova**, v. 30, n. 1, p. 159-170, 2007.

SATO, M.E., Silva, M., Gonçalves, L.R., Souza Filho, M.F., Raga, A., 2002. Toxicidade Diferencial de Agroquímicos a *Neoseiulus californicus* (McGregor) (Acari: Phytoseiidae) e *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae) em Morangueiro. **Neotrop. Entomol.** 31, 449–456.

- SATO, M.E., Miyata, T., Kawai, A., Nakano, O., 2001. Methidathion resistance mechanisms in *Amblyseius womersleyi* Schicha (Acari: Phytoseiidae). **Pestic. Biochem. Physiol.** 69, 1–12.
- SHIMBORI, E. M. **Sistema hospedeiro-parasitoide associado à *Piper glabratum* Künth e *P. mollicomum* Künth (Piperaceae) no município de São Carlos, SP.** 2009. 185 f. Tese (Doutorado em Ciências Biológicas) - Universidade Federal de São Carlos, São Carlos, 2009.
- SMITH, E. H., Kennedy, G. G. History of entomology. In: RESH, V. H., Cardêe, R. T. **Encyclopedia of insects.** 2. Ed. Amsterdam: Elsevier/Academic Press, 2009. p. 449-585.
- SOUSA NETO, E.P., Mendes, J.A., Filgueiras, R.M.C., Lima, D.B., Guedes, R.N.C., Melo, J.W.S., 2020. Effects of Acaricides on the Functional and Numerical Responses of the Phytoseid Predator *Neoseiulus idaeus* (Acari: Phytoseiidae) to Spider Mite Eggs. **J. Econ. Entomol.** 113, 1804–1809.
- STACKE, R. F., Giacomelli, T., Bronzatto, E. S., Halberstadt, S. A., Garlet, C. G., Muraro, D. S., Guedes, J. V. C., Bernardi, O. Susceptibility of Brazilian populations of *Chrysodeixis includens* (Lepidoptera: Noctuidae) to selected insecticides. **Journal of Economic Entomology**, v. 112, n. 3, p. 1378-1387, 2019.
- TAYLOR, B., Rahman, M., Murphy, S.T., Sudheendrakumar, V.V., 2011. Explorando a variedade de hospedeiros do ácaro vermelho da palmeira (*Raoiella indica*) em Kerala, Índia. **Zoosymposia.** 6, 86–92.
- TEODORO, A. V., Pallini, A., Oliveira, C., 2009. Sub-lethal effects of fenbutatin oxide on prey location by the predatory mite *Iphiseiodes zuluagai* (Acari: Phytoseiidae). **Exp. Appl. Acarol**, 47. 293-299.
- VAN POTTELBERGE, S., Van Leeuwen, T., Nauen, R., Tirry, L., 2009. Resistance mechanisms to mitochondrial electron transport inhibitors in a field-collected strain of *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae). **Bull. Entomol. Res.** 99, 23–31.
- VÁSQUEZ, C., de Moraes, G.J., 2012. Geographic distribution and host plants of *Raoiella indica* and associated mite species in northern Venezuela. **Experimental & Applied Acarology.** 60, 73–82. <https://doi.org/10.1007/s10493-012-9623-0>
- VÉLEZ, M., Bernardes, R.C., Barbosa, W.F., Santos, J.C., Guedes, R.N.C., 2019. Walking activity and dispersal on deltamethrin- and spinosad-treated grains by the maize weevil *Sitophilus zeamais*. **Crop Protection.** 118, 50-56.

VIDAL, C., Kreiter, S., 1995. Resistance to a range of insecticides in the predaceous mite *Typhlodromus pyri* (Acari: Phytoseiidae): inheritance and physiological mechanisms. **J. Econ. Entomol.** 88, 1097-1105.

WYCKHUYS, K. A. G., Morales, H., Vazques, L. L., Legaspi, J. C., Eliopoulos, P. A., Hernandez, L. M. Current status and potential of conservation biological control for agriculture in the developing world. **Biological Control**, v. 65, n. 1, p. 152-167, Apr. 2013.

YANINEK, J. S., Hanna, R. Green cassava mite in Africa – a unique example of successful biological control of a mite pest on a continental scale. In: NEUENSCHWANDER, P., BORGEMEISTER, C., LANGEWALD, J. (Ed.). **Biological control in IPM systems in Africa**. Wallingford: Cabi publishing, 2003. p. 61-75.

YU, S., 2008. The toxicology and biochemistry of insecticides. **CRC Press**. Boca Raton, FL.

ZANNOU, I. D., Moraes, G. J., Hanna, R. Controle Biológico do ácaro verde da mandioca, *Mononychelus tanajoa*. In: PINTO, A. de S., NAVA, D. E., ROSSI, M. M., MALERBO-SOUZA, D. T. (Ed.). **Controle Biológico de Pragas na Prática**. Piracicaba: CP2, 2006. p. 97-103.