

RESSALVA

Atendendo solicitação do autor,
o texto completo desta tese será
disponibilizado somente a partir
de 02/12/2024



UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA
“JÚLIO DE MESQUITA FILHO”
Câmpus de São José do Rio Preto

Felipe Santa Rosa do Amaral

**Potencial de fitoseídeos (Acari: Phytoseiidae) como agentes de
controle biológico de três espécies de ácaros fitófagos em
seringueira**

São José do Rio Preto
2022

Felipe Santa Rosa do Amaral

Potencial de fitoseídeos (Acari: Phytoseiidae) como agentes de controle biológico de três espécies de ácaros fitófagos em seringueira

Tese apresentada como parte dos requisitos para obtenção do título de Doutor em Biodiversidade, junto ao Programa de Pós-Graduação em Biodiversidade, do Instituto de Biociências, Letras e Ciências Exatas da Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho”, Câmpus de São José do Rio Preto.

Financiadora: FAPESP – Proc. 2018/10407-4

Orientador: Prof. Dr. Antonio Carlos Lofego

São José do Rio Preto
2022

A485p

Amaral, Felipe Santa Rosa do

Potencial de fitoseídeos (Acari: Phytoseiidae) como agentes de controle biológico de três espécies de ácaros fitófagos em seringueira / Felipe Santa Rosa do Amaral. -- São José do Rio Preto, 2022

89 p. : tabs., fotos

Tese (doutorado) - Universidade Estadual Paulista (Unesp), Instituto de Biociências Letras e Ciências Exatas, São José do Rio Preto

Orientador: Antonio Carlos Lofego

1. Ecologia aplicada. 2. Acari. 3. Predação. 4. Controle biológico. 5. Seringais. I. Título.

Sistema de geração automática de fichas catalográficas da Unesp. Biblioteca do Instituto de Biociências Letras e Ciências Exatas, São José do Rio Preto. Dados fornecidos pelo autor(a).

Essa ficha não pode ser modificada.

Felipe Santa Rosa do Amaral

Potencial de fitoseídeos (Acari: Phytoseiidae) como agentes de controle biológico de três espécies de ácaros fitófagos em seringueira

Tese apresentada como parte dos requisitos para obtenção do título de Doutor em Biodiversidade, junto ao Programa de Pós-Graduação em Biodiversidade, do Instituto de Biociências, Letras e Ciências Exatas da Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho”, Câmpus de São José do Rio Preto.

Financiadora: FAPESP – Proc. 2018/10407-4

Orientador: Prof. Dr. Antonio Carlos Lofego

Comissão Examinadora

Prof. Dr. Antonio Carlos Lofego
UNESP – Câmpus de São José do Rio Preto
Orientador

Prof. Dr. Gilberto José de Moraes
USP – Piracicaba, SP

Prof^a. Dr^a. Marineide Rosa Vieira
UNESP – Câmpus de Ilha Solteira, SP

Prof. Dr. Mario Eidi Sato
Instituto Biológico – Campinas, SP

Prof. Dr. Rodrigo Damasco Daud
UFG – Goiânia, GO

São José do Rio Preto
02 de dezembro de 2022

AGRADECIMENTOS

Às mulheres que sempre foram inspiração para mim: minha mãe, Cidinha, e minha avó, Olga. Inspiração porque, mesmo por terem experimentado todas as dificuldades de uma sociedade machista, são exemplos de ternura e valores que carrego comigo que me fazem pensar e agir sem perder a empatia.

Ao meu irmão, Anderson, sinal de força por resistir e enfrentar as dificuldades imprevisíveis e incontrolláveis da vida. Sem seu exemplo de ter sido o primeiro da família a ingressar em uma universidade pública, mesmo vindo da educação pública de base sucateada pelo Estado, eu não teria enxergado a possibilidade de seguir esse caminho.

Ao meu pai, Cidinho, por sempre ter apoiado e confiado nas escolhas que fiz. Por ser símbolo de força, porque sei que poucos homens chegariam aonde chegou após ter passado tudo que passou. Sempre será um exemplo para mim.

Aos amigos e às amigas sempre dispostos(as) a ajudar de alguma forma, estando juntos(as) nos momentos de alívio, tão necessários nesses tempos difíceis em que passamos. Bassi, Bitoca, Corvinho, Dorigão, Flávia, Gauy, Gina, Hash, Ivã, Márcio, More, Paquito, Puto e Yuri, sou grato pelas conversas, conselhos, por estarem juntos(as) nesse período e por me socorrerem quando necessário, vocês têm uma participação significativa nesse trabalho.

Agradeço à Gauy (Moleca!) por todas conversas e conselhos, que ajudaram direta ou indiretamente ao trabalho. Obrigado pela paciência em aguentar minhas piadas ruins e pela sua simpatia em dizer que meu rango é bom.

Ao menino Dorigão, por ter sido um dos responsáveis por eu passar enxergar o mundo de uma forma materialista, que fez total diferença para a elaboração dessa tese, e pela companhia diária na “rotina dos milionários”, um dia a gente chega lá!

Ao Rodolfo Mei Pellinson (Paquito) pela disposição em me ajudar com análises estatísticas, mesmo no meio de tanta correria.

Agradeço a todos e todas colegas e amigos(as) de laboratório, aos que já passaram (Adriano, Cauê, Elizeu, Felipe, Marcel, Paulo e Zezão) e aos que estão (Letícia, Mizael, Peterson e Poliane), por fazerem o ambiente de trabalho se tornar mais agradável. Um agradecimento especial ao Mizael e a Letícia por me ajudarem nos cuidados com as criações dos ácaros em momentos que não pude estar presente, sem isso, nenhum experimento seria possível.

Agradeço ao Felipe Nuvoloni (xará!), ex-colega de laboratório e professor da UFSB, e sua companheira, Jaque, pela hospitalidade incrível que me ofereceram em Porto Seguro, quando precisei coletar espécies de ácaros predadores utilizadas no estudo.

A todas e todos camaradas pelos ensinamentos e por compartilharmos os espaços de luta – fora a acadêmica. Até a vitória!

Ao professor Reinado Feres, pelos ensinamentos e pela contribuição imensa que ele e seus alunos (Elizeu, Felipe, Fábio, Peterson e Yoda) deram ao estudo de acarofauna no cultivo de seringueira, sem todo esse conhecimento produzido, esse trabalho não teria sido possível.

Ao meu orientador, Antonio C. Lofego (Tonhão), pelos vários anos de ensinamentos desde o começo de minha formação. Agradeço a liberdade e confiança que deu para o desenvolvimento da pesquisa, sempre aceitando ideias e sugestões sem jamais usar uma posição hierárquica para defender seu ponto.

Ao Prof. Daniel Andrade, à Sidneia Matos e ao Patrice Jacob, da UNESP de Jaboticabal, pela ajuda e recepção para a realização do experimento de toxicidade.

Finalmente, agradeço ao meu avô Luis (em memória) que, dentre suas várias habilidades – almejo um dia ter a metade delas -, em grande parte de sua vida, contribuiu para produção de mudas de seringueiras para a região. Hoje, ironicamente, algumas mudas produzidas pelas mãos de meu avô, foram uteis para o desenvolvimento de minha tese. Obrigado, vô!

Agradeço à FAPESP pela concessão da bolsa de pesquisa, sob o processo nº 2018/10407-4, Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de São Paulo (FAPESP)

“Ecologia sem luta de clases é jardinagem”
Chico Mendes

RESUMO

A seringueira, *Hevea brasiliensis* Müll.Arg., é a maior fonte de borracha natural do mundo, devido à sua elevada produção de látex. O principal modo de produção dessa espécie é pelo monocultivo, o que tem algumas implicações, como a maior propensão ao ataque de pragas. Duas espécies importantes para essa cultura são os ácaros fitófagos *Calacarus heveae* Feres e *Tenuipalpus heveae* Baker, cujas infestações podem ocasionar queda na produção de látex. Contudo, a seringueira também é espécie hospedeira para diversos ácaros predadores, sobretudo da família Phytoseiidae, que se alimentam principalmente de ácaros fitófagos. Este trabalho teve como objetivo investigar quais espécies de fitoseídeos podem atuar como predadoras de *T. heveae* e *C. heveae*. Foi avaliado o efeito de *C. heveae* como alimento na fecundidade de 10 espécies de ácaros predadores da família Phytoseiidae já registradas em *H. brasiliensis*. Os resultados dessa etapa levaram à inferência de que *C. heveae* não é uma presa favorável para a reprodução dos fitoseídeos avaliados, já que todas as espécies apresentaram taxas de oviposição inferiores a 0,2 ovos/fêmea/dia, quando alimentados com esse eriofiídeo. Quatro espécies de fitoseídeos apresentaram taxas de predação superiores a 20 presas/fêmea/dia, sendo que a taxa máxima encontrada foi de 39 presas/fêmea/dia por *Amblyseius chiapensis* De Leon. O estudo de tabela de vida com *A. chiapensis* nos permitiu concluir que esse fitoseídeo não pode manter sua população tendo *C. heveae* como alimento exclusivo. Um teste semelhante foi feito para avaliar a fecundidade de cinco fitoseídeos tratados com *T. heveae*. Nesse experimento, o tenuipalpideo foi uma presa favorável para as cinco espécies de ácaros predadores, com taxas de oviposição entre 1 e 2 ovos/fêmea/dia e taxas de predação entre 20 e 46 presas/fêmea/dia. Os resultados encontrados para o fitoseídeo *Euseius citrifolius* Denmark & Muma se destacaram em relação aos demais, portanto, essa espécie foi escolhida para um estudo de tabela de vida, cujos resultados apontaram que este pode ser considerado um agente de controle biológico promissor para *T. heveae*. Em outro experimento, foi avaliada a aceitação de *Eutetranychus banksi* McGregor como presa para *E. citrifolius*. Os dados laboratoriais mostraram que *E. citrifolius* preda *E. banksi* e que pode se reproduzir tendo essa presa como única fonte de alimento. Contudo, em mudas de seringueira, foi observado que *E. citrifolius* não reduziu significativamente populações de *E. banksi*. Também foi avaliado o efeito de quatro tipos de pólenes na fecundidade de *E. citrifolius*.

Todos foram aceitos pelo fitoseídeo, sendo o pólen de *Nopalea cochenillifera* Salm-Dyck o que proveu a maior taxa de oviposição. É importante salientar que esse foi o primeiro estudo que avaliou pólen de *N. cochenillifera* como alimento para fitoseídeo, sendo mais uma opção de alimento para criação desses ácaros, pela sua fácil obtenção. Avaliando a influência de diferentes substratos na oviposição de *E. citrifolius*, foi possível constatar que os substratos naturais testados, feitos com folhas de espécies vegetais, foram mais favoráveis para esse predador do que o substrato artificial, feito com piso vinílico. Os dados desse trabalho contribuem para um melhor entendimento da relação predador-presa entre ácaros fitoseídeos e ácaros fitófagos em seringueira. Além disso, permitem apontar *E. citrifolius* como uma espécie benéfica à cultura de seringueira, podendo atuar como agente de controle biológico de *T. heveae*.

Palavras-chave: Ácaros predadores. *Euseius citrifolius*. *Tenuipalpus heveae*. Controle biológico. Seringueira.

ABSTRACT

The rubber tree, *Hevea brasiliensis* Müll. Arg., is the largest source of natural rubber in the world due to its high latex production. The main mode of production of this species is by monoculture, which has some implications, such as the greater propensity to attack pests. Two important species for this crop are the phytophagous mites *Calacarus heveae* Feres and *Tenuipalpus heveae* Baker, whose infestations can cause a drop in latex production. However, the rubber tree is also a host species for several predatory mites, especially Phytoseiidae, which feed mainly on phytophagous mites. The aim of this work was to investigate which species of phytoseiids can act as predators of *T. heveae* and *C. heveae*. The effect of *C. heveae* as food was evaluated in the fecundity of 10 species of predatory mites of the Phytoseiidae family already recorded on *H. brasiliensis*. The results of this stage led to the inference that *C. heveae* is not a favorable prey for the reproduction of the evaluated phytoseiids, given that all species presented oviposition rates lower than 0.2 eggs/female/day. Four species of phytoseiids presented predation rates higher than 20 prey/female/day, and the maximum rate found was 39 prey/female/day by *Amblyseius chiapensis* De Leon. The life table study with *A. chiapensis* allowed us to conclude that this phytoseiid does not keep its population having *C. heveae* as exclusive food. A similar test was performed to evaluate the fecundity of five phytoseiids treated with *T. heveae*. In this experiment,

tenuipalpid was a favorable prey for the five species of predatory mites, with oviposition rates between 1 and 2 eggs/female/day and predation rates between 20 and 46 prey/female/day. The results found the phytoseiid *Euseius citrifolius* Denmark & Muma stood out in relation to the others. Hence, this species was chosen for a life table study, results showed that this can be considered a promising biological control agent for *T. heveae*. In another experiment, the acceptance of *Eutetranychus banksi* McGregor as prey for *E. citrifolius* was evaluated. Laboratory data showed that *E. citrifolius* can prey on *E. banksi* and can reproduce with this prey as the only food source. However, in rubber tree seedlings, it was observed that *E. citrifolius* did not significantly reduce *E. banksi* populations. The effect of four pollen types on fecundity of *E. citrifolius* was also evaluated. All were accepted by the phytoseiid, and the pollen of *Nopalea cochenillifera* Salm-Dyck provided the highest oviposition rate. It is important to note that this was the first study that evaluated pollen of *N. cochenillifera* as food for Phytoseiidae, being another food option for these predatory mites, due to its easy obtaining. Evaluating the influence of different substrates on the oviposition of *E. citrifolius*, it was found that the natural substrates tested, made with leaves of plant species, were more favorable for this predator than the artificial substrate, made with vinyl flooring. The data of this work contribute to a better understanding of the predator-prey relationship between phytoseiid mites and phytophagous mites in rubber. In addition, they indicate *E. citrifolius* as a species beneficial to the rubber tree culture and can act as a biological control agent of *T. heveae*.

Keywords: Predatory mites. *Euseius citrifolius*. *Tenuipalpus heveae*. Biological control. Rubber tree.

Sumário

1 INTRODUÇÃO	13
2 ÁCAROS FITOSEÍDEOS (PHYTOSEIIDAE) COMO AGENTES DE CONTROLE BIOLÓGICO DE <i>TENUIPALPUS HEVEAE</i> (ACARI: TENUIPALPIDAE)	29
2.1 Resumo.....	29
2.2 Introdução.....	29
2.3 Material e métodos	31
2.4 Resultados	33
2.5 Discussão	36
2.6 Referências.....	38
3 AVALIAÇÃO DE FITOSEÍDEOS (ACARI: PHYTOSEIIDAE) COMO AGENTES DE CONTROLE BIOLÓGICO DE <i>CALACARUS HEVEAE</i> (ACARI: ERIOPHYIDAE)	42
3.1 Resumo.....	42
3.2 Introdução.....	42
3.3 Material e métodos	44
3.4 Resultados	46
3.5 Discussão	48
3.6 Referências.....	51
4 <i>EUSEIUS CITRIFOLIUS</i> (ACARI: PHYTOSEIIDAE) COMO PREDADOR DE <i>EUTETRANYCHUS BANKSI</i> (ACARI: TETRANYCHIDAE)	54
4.1 Resumo.....	54
4.2 Introdução.....	54
4.3 Material e métodos	56
4.4 Resultados	58
4.5 Discussão	59
4.6 Referências.....	61
5 CRIAÇÃO DE <i>EUSEIUS CITRIFOLIUS</i> (ACARI: PHYTOSEIIDAE) EM LABORATÓRIO.....	64
5.1 Resumo.....	64
5.2 Introdução.....	64
5.3 Material e métodos	66
5.4 Resultados	69
5.5 Discussão	74
5.6 Referências.....	77
6 EFEITO DE ENXOFRE E ESPIRODICLOFENO SOBRE O ÁCARO PREDADOR <i>EUSEIUS CITRIFOLIUS</i> (PHYTOSEIIDAE).	78

6.1 Resumo.....	79
6.2 Introdução.....	79
6.3 Material e métodos	81
6.4 Resultados	82
6.5 Discussão	84
6.6 Referências.....	86
7 CONSIDERAÇÕES FINAIS.....	89

1 INTRODUÇÃO

A borracha é matéria-prima para diversos produtos em setores essenciais da nossa sociedade, como indústria farmacêutica, de transporte, da construção, bélica etc. A maior parte da borracha é de origem natural produzida a partir do látex extraído de algumas espécies de plantas, sendo *Hevea brasiliensis* Müll. Arg. (Euphorbiaceae) a fonte de quase 99% de toda borracha natural produzida no mundo (NAIR, 2021).

Essa espécie de seringueira, nativa da floresta amazônica, passou a ter grande importância nacional durante o primeiro ciclo da borracha, entre 1879 e 1912, tendo o extrativismo como principal forma de obtenção do látex (GONÇALVES et al., 2021). Com o declínio do látex disponível em plantas de floresta nativa, a domesticação da espécie começou a ser desenvolvida para atender a demanda mundial (GONÇALVES et al., 2021).

A diversidade e complexidade ambiental é um dos fatores que pode promover um equilíbrio e regulação de populações de espécies presentes no ambiente (IVES et al., 2005; CASULA et al., 2006; JONSSON et al., 2017). Essa complexidade é reduzida pelo sistema de monocultivo e pode criar condições favoráveis para o crescimento populacional descontrolado de alguns organismos, causando danos severos à cultura. O mal-das-folhas, causado pelo fungo *Microcyclus ulei* (P. Henn), foi um dos maiores desafios enfrentados pelos heveicultores desde o início do cultivo de *H. brasiliensis* na América Latina (GASPAROTTO et al., 1990). No entanto, além de *M. ulei*, muitos outros organismos podem causar danos à heveicultura, como o pervejo-de-renda, mandorová, formiga cortadeira, cupim e alguns ácaros fitófagos - com destaque para *Tenuipalpus heveae* Baker (Tenuipalpidae) e *Calacarus heveae* Feres (Eriophyidae) (GONÇALVES, 2010).

Conhecido popularmente como ácaro-plano-vermelho-da-seringueira, *T. heveae* foi descrito pela primeira vez no estado do Pará (BAKER, 1945). Flechtmann e Arleu (1984) registram essa espécie no estado do Amazonas e, a partir dos anos 2000, passou a ser registrada nos estados do Amapá, Bahia, Goiás, Mato Grosso e São Paulo (CASTRO et al., 2020). Em São Paulo, estado brasileiro com maior produção de látex (GONÇALVES, 2010), *T. heveae* é um dos ácaros mais abundantes na cultura de seringueira (FERES et al., 2002; BELLINI et al., 2005; HERNANDES e FERES, 2006; DE VIS et al., 2006a). Esse tenuipalpídeo se alimenta principalmente

de células da face abaxial das folhas, nas proximidades das nervuras (FERES et al., 2010), causando escurecimento na região atacada (Figura 1). Infestações intensas dessa espécie podem antecipar a queda das folhas, reduzindo a taxa fotossintética e, consequentemente, a produção de látex (VIEIRA et al., 2010).

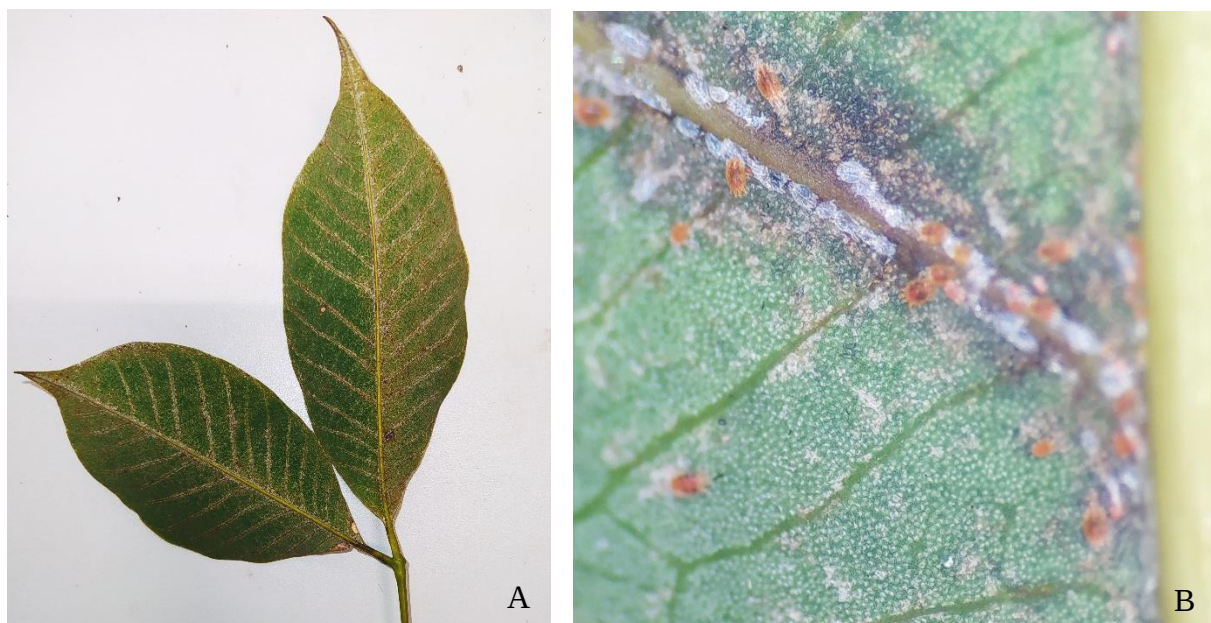


Figura 1. Face abaxial de folíolos de seringueira. (A) Sintomas causados por *Tenuipalpus heveae* (B) Folíolo sob microscópio estereoscópico (35x) mostrando indivíduos de *T. heveae* e o sintoma causado próximo às nervuras. Fotos: AMARAL, 2022.

Alguns estudos foram realizados a fim de avaliar defensivos químicos eficientes no controle desse tenuipalpídeo. Ferla e Moraes (2003a) constataram que os ingredientes ativos azociclotina, cihexatina, dicofol, enxofre e espiroclorfenol são eficientes para a mortalidade de *T. heveae*, sendo que apenas o último é registrado pelo Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA) para o controle desse tenuipalpídeo (AGROFIT, 2022). Avaliando o efeito de óleos essenciais sobre a mortalidade de *T. heveae*, Melo et al. (2019) sugeriram que a aplicação de óleo de cravo (*Syzygium aromaticum* Merr. & L.M.Perry, Myrtaceae) pode ser uma alternativa para o manejo de plantas atacadas por esse ácaro. Cardoso (2007) verificou altas taxas de mortalidade de *T. heveae* quando expostos a efeitos direto e residual de sucroésteres. A busca por clones resistentes também tem sido feita para evitar surtos de *T. heveae* nas plantações. Estudando a influência de três clones diferentes de seringueira na tabela de vida de *T. heveae*, Feres et al. (2010) inferiram que o clone GT 1 pode ser o menos favorável ao desenvolvimento do tenuipalpídeo.

Outro ácaro que pode se tornar um problema para os heveicultores é o eriofídeo *C. heveae* (Figura 2), registrado pela primeira vez em seringueiras cultivadas em José Bonifácio, SP (FERES, 1992). O autor propôs que as condições climáticas e o sistema de monocultivo favoreceram o crescimento populacional dessa espécie. Diferente de *T. heveae*, esse ácaro se alimenta exclusivamente da parte adaxial do folíolo, ocasionando sintomas de opacidade e amarelecimento (FERES, 2000). Daud et al. (2012) constataram alterações fisiológicas nas plantas infestadas por essa espécie, como, por exemplo, a queda de 73% da taxa fotossintética. A queda antecipada das folhas também é um fenômeno decorrente da infestação de *C. heveae* (DAUD et al., 2012; FERES, 1992, 2000) o que reduz, consequentemente, a produção de látex (VIEIRA et al., 2010).

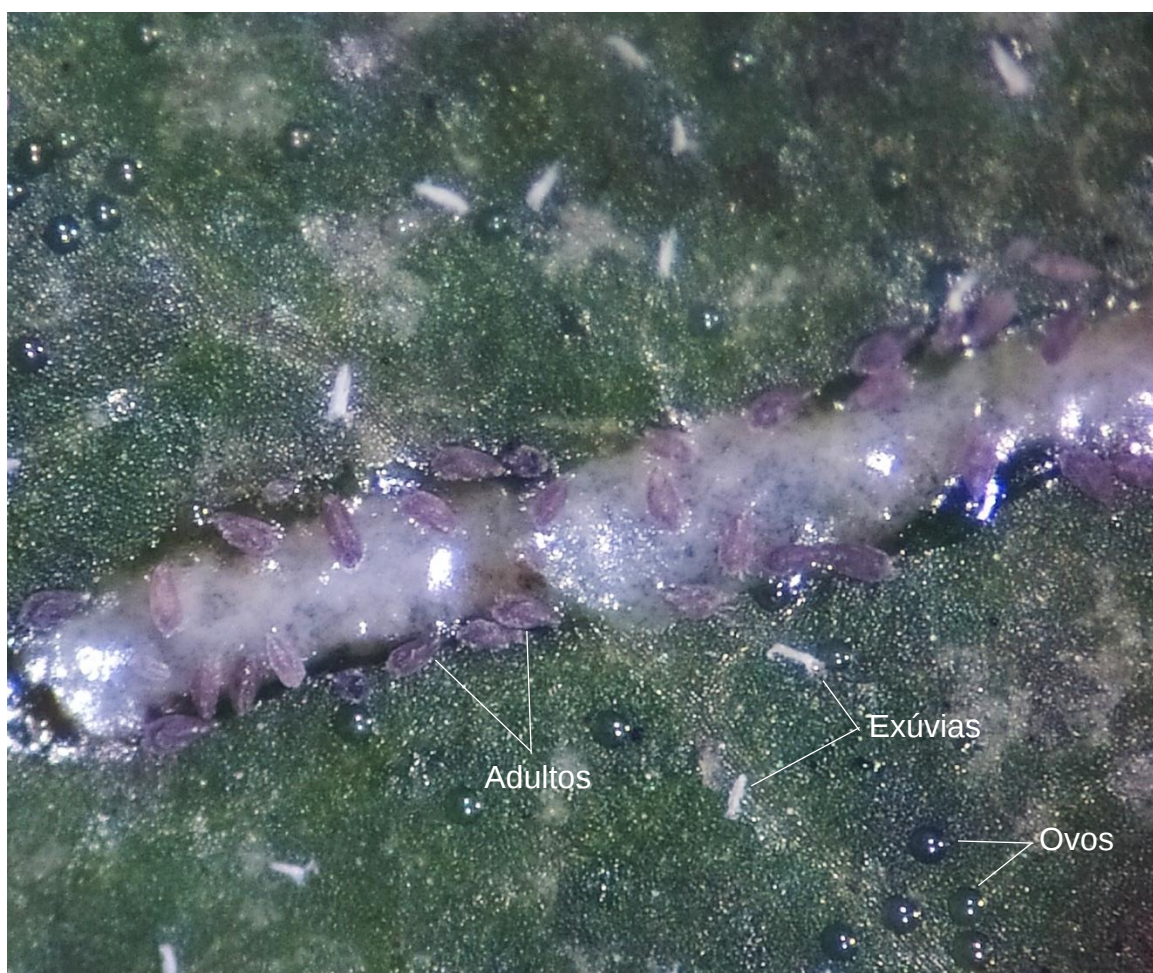


Figura 2. Face adaxial do folíolo de seringueira sob microscópio estereoscópico (80x) evidenciando exúvias, ovos e adultos de *Calacarus heveae*. Foto: AMARAL, 2022.

Na busca por estratégias de manejo para o controle de *C. heveae*, os efeitos de algumas substâncias nesse eriofiídeo já foram investigados. Aplicações feitas em experimentos de campo constataram que azociclotina, cihexatina, enxofre, espiroclorfenol e propargito reduzem populações de *C. heveae*, com destaque para espiroclorfenol e propargito, os quais se mostraram eficazes com apenas duas aplicações (VIEIRA et al., 2006). Assim como em *T. heveae*, o efeito de sucroésteres foi positivo na mortalidade de *C. heveae*, chegando a uma taxa de 80% (DAUD et al., 2012). No entanto, ainda que algumas substâncias pareçam promissoras para o manejo de *C. heveae*, até o momento, não há componentes ativos registrados no MAPA para o controle dessa espécie de ácaro (AGROFIT, 2022).

Em uma análise imediata, pode-se dizer que algumas substâncias se apresentam como solução para o manejo de *T. heveae* e *C. heveae*. Porém, antes do uso de pesticidas para o controle de pragas, é fundamental que outros fatores sejam considerados, além dos efeitos imediatos causados na espécie alvo. A seleção de populações resistentes pelo uso de defensivos químicos, por exemplo, é um desses fatores. Já foram registrados casos de resistência a pesticidas em 625 espécies de artrópodes pertencentes a 118 famílias (MOTA-SANCHEZ e WISE, 2022). Nessa mesma base de dados já foram registrados casos de resistência em 82 espécies de ácaros.

Por não serem espécie-específicos, aplicações químicas acabam interferindo negativamente nas interações ecológicas, atingindo inimigos naturais da espécie alvo ou até mesmo de outras espécies que, se não controladas, podem alcançar o status de praga (HOY, 2011; ALTIERI, 2012). Além disso, exposições a agrotóxicos podem causar danos agudos e crônicos à saúde humana, atingindo os trabalhadores que os aplicam e os consumidores de produtos agrícolas (MONNERET, 2017; GUNDOGAN et al., 2018; LOPES-FERREIRA et al., 2022).

Então, qual seria a alternativa ao controle químico? Em um ambiente equilibrado, a diversidade de inimigos naturais é um dos fatores que mantêm as populações sob controle (IVES et al., 2005; CASULA et al., 2006). Conhecer quais espécies podem estar atuando como agentes de controle biológico permite a elaboração de estratégias de cultivo que minimize os danos causado por determinadas espécies (ALTIERI, 2012), servindo como alternativa ao controle químico. O levantamento das espécies presentes no local de estudo é uma etapa primordial para investigar as interações

ecológicas. Nesse sentido, se tratando de acarofauna em seringueira, diversos estudos têm registrado espécies de ácaros predadores, sendo a grande maioria pertencente à família Phytoseiidae (Tabela 1).

Tabela 1. Ácaros predadores registrados em *Hevea* spp. no Brasil.

Família	Referência
Espécie	
Ascidae	
<i>Asca</i> sp.	Demite e Feres (2007); Daud e Feres (2013)
Bdellidae	
<i>Aff. Spinibdella</i>	Demite e Feres (2005)
<i>Hexabdella</i> cf. <i>singula</i>	Demite e Feres (2007)
<i>Hexabdella cinquaginta</i>	Demite e Feres (2008); Daud e Feres (2013)
<i>Spinibdella</i> sp.	Feres et al. (2002); Bellini et al. (2005)
<i>Tetrabdella neotropica</i>	Hernandes e Feres (2006); Bellini et al. (2008); Rezende et al. (2020)
<i>Tetrabdella</i> sp.	Araújo et al. (2022)
Cheyletidae	
<i>Cheletogenes</i> sp.	Bellini et al. (2005)
<i>Cheletomimus</i> aff. <i>darwinia</i>	Demite e Feres (2007)
<i>Cheletomimus duosetosus</i>	Demite e Feres (2007)
<i>Chelotomimus wellsi</i>	Feres (2000); Hernandez e Feres (2006); Ferla e Moraes (2008)
<i>Hemicheyletia</i> sp.	Ferla e Moraes (2002)
Cunaxidae	

<i>Allocunaxa heveae</i>	Daud e Feres (2013)
<i>Neocunaxoides</i> sp.	Demite e Feres (2007); Demite e Feres (2008)
<i>Pseudobonzia</i> sp.	Feres (2000); Ferla e Moraes (2002); Ferla e Moraes (2008)
<i>Scirula</i> sp.	Demite e Feres (2007); Demite e Feres (2008)
Phytoseiidae	
<i>Amblydromalus akiri</i>	Nuvoloni et al. (2015a)
<i>Amblydromalus insolitus</i>	Nuvoloni et al. (2015b)
<i>Amblydromalus manihoti</i>	Nuvoloni et al. (2015a); Nuvoloni et al. (2015b)
<i>Amblydromalus villacarmelensis</i>	Nuvoloni et al. (2015a)
<i>Amblyseius aerialis</i>	Nuvoloni et al. (2015a); Nuvoloni et al. (2015b)
<i>Amblyseius acalyphus</i>	Ferla e Moraes (2002); Demite e Feres (2007); Ferla e Moraes (2008); Daud e Feres (2013)
<i>Amblyseius chiapensis</i>	Nuvoloni et al. (2015a)
<i>Amblyseius chicomendesi</i>	Nuvoloni et al. (2015a)
<i>Amblyseius duckei</i>	Nuvoloni et al. (2015a)
<i>Amblyseius herbicolus</i>	Nuvoloni et al. (2015b)
<i>Amblyseius impeltatus</i>	Zacarias e Moraes (2001)
<i>Amblyseius martus</i>	Nuvoloni et al. (2015a)
<i>Amblyseius manauara</i>	Nuvoloni et al. (2015a)
<i>Amblyseius neochiapensis</i>	Ferla e Moraes (2002); Demite e Feres (2007); Ferla e Moraes (2008); Demite e Feres (2008)

<i>Amblyseius operculatus</i>	Zacarias e Moraes (2001); Nuvoloni et al. (2015b)
<i>Amblyseius perditus</i>	Nuvoloni et al. (2015a); Nuvoloni et al. (2015b)
<i>Amblyseius saopaulus</i>	Zacarias e Moraes (2001)
<i>Amblyseius</i> sp.	Deus et al. (2012); Araújo et al. (2022)
<i>Arrenoseius morgani</i>	Nuvoloni et al. (2015a); Nuvoloni et al. (2015b)
<i>Euseius alatus</i>	Ferla e Moraes (2008); (2015); Nuvoloni et al. (2015b)
<i>Euseius citrifolius</i>	Feres (2000); Zacarias e Moraes (2001); Feres et al. (2002); Ferla e Moraes (2002); Bellini et al. (2005); Demite e Feres (2005); Hernandez e Feres (2006); Demite e Feres (2007); Bellini et al. (2008); Demite e Feres (2008); Ferla e Moraes (2008); Daud e Feres (2013); Rezende et al. (2020); Araújo et al. (2022)
<i>Euseius concordis</i>	Feres (2000); Feres et al. (2002); Ferla e Moraes (2002); Hernandez e Feres (2006); Demite e Feres (2007); Bellini et al. (2008); Demite e Feres (2008); Ferla e Moraes (2008); Daud e Feres (2013); Nuvoloni et al. (2015a)
<i>Euseius</i> sp.	Deus et al. (2012); Araújo et al. (2022)
<i>Galendromimus alveolaris</i>	Ferla e Moraes (2002); Ferla e Moraes (2008)
<i>Galendromus annectens</i>	Feres (2000); Ferla e Moraes (2002); Bellini et al. (2005); Hernandez e Feres (2006);

	Ferla e Moraes (2008); Daud e Feres (2013); Nuvoloni et al. (2015a)
<i>Galendromus (Mugidromus) sp.</i>	Nuvoloni et al. (2015b)
<i>Galendromus sp.</i>	Ferla e Moraes (2002); Demite e Feres (2007); Deus et al. (2012)
<i>Iphiseiodes kamahorae</i>	Nuvoloni et al. (2015a)
<i>Iphiseiodes katukina</i>	Nuvoloni et al. (2015aa)
<i>Iphiseiodes metapodalis</i>	Nuvoloni et al. (2015b)
<i>Iphiseiodes raucua</i>	Nuvoloni et al. (2015a)
<i>Iphiseiodes zuluagai</i>	Zacarias e Moraes (2001); Feres et al. (2002); Demite e Feres (2007); Bellini et al. (2008); Demite e Feres (2008); Daud e Feres (2013); Nuvoloni et al. (2015a); Nuvoloni et al. (2015b)
<i>Leonseius regularis</i>	Nuvoloni et al. (2015a); Nuvoloni et al. (2015b)
<i>Metaseiulus adjacentis</i>	Nuvoloni et al. (2015a)
<i>Metaseiulus ferlai</i>	Ferla e Moraes (2008); Nuvoloni et al. (2015b)
<i>Metaseiulus camelliae</i>	Bellini et al. (2005); Hernandez e Feres (2006); Bellini et al. (2008)
<i>Neoseiulus anonymus</i>	Ferla e Moraes (2002); Ferla e Moraes (2008); Daud e Feres (2013)
<i>Neoseiulus idaeus</i>	Hernandes e Feres (2006); Daud e Feres (2013); Nuvoloni et al. (2015a)
<i>Neoseiulus sp.</i>	Araújo et al. (2022)
<i>Neoseiulus tunus</i>	Ferla e Moraes (2002); Ferla e Moraes (2008); Daud e Feres (2013); Nuvoloni et al. (2015b)

<i>Paraamblyseius orientalis</i>	Nuvoloni et al. (2015a)
<i>Paraphytoseius orientalis</i>	Nuvoloni et al. (2015a)
<i>Phytoscutus sexpilis</i>	Zacarias e Moraes (2001); Bellini et al. (2005); Nuvoloni et al. (2015a); Nuvoloni et al. (2015b)
<i>Proprioseiopsis aff. jasmini</i>	Demite e Feres (2007)
<i>Proprioseiopsis dominigos</i>	Zacarias e Moraes (2001); Nuvoloni et al. (2015a); Nuvoloni et al. (2015b)
<i>Proprioseiopsis neotropicus</i>	Nuvoloni et al. (2015a)
<i>Proprioseiopsis mexicanus</i>	Nuvoloni et al. (2015a)
<i>Ricoseius loxocheles</i>	Nuvoloni et al. (2015b)
<i>Typhlodromalus aff. horatii</i>	Ferla e Moraes (2002); Ferla e Moraes (2008)
<i>Typhlodromalus feresi</i>	Ferla e Moraes (2002); Ferla e Moraes (2008)
<i>Typhlodromalus peregrinus</i>	Nuvoloni et al. (2015a); Nuvoloni et al. (2015b)
<i>Typhlodromina camelliae</i>	Zacarias e Moraes (2001)
<i>Typhlodromina subtropical</i>	Nuvoloni et al. (2015b)
<i>Typhlodromips aff. amilus</i>	Demite e Feres (2007)
<i>Typhlodromips aff. sinensis</i>	Ferla e Moraes (2002); Ferla e Moraes (2008)
<i>Typhlodromips amilus</i>	Ferla e Moraes (2002); Ferla e Moraes (2008)
<i>Typhlodromips cananeiensis</i>	Zacarias e Moraes (2001)
<i>Typhlodromips constrictatus</i>	Nuvoloni et al. (2015b)
<i>Typhlodromips igapo</i>	Nuvoloni et al. (2015a)
<i>Typhlodromips paramilus</i>	Nuvoloni et al. (2015b)

<i>Typhlodromips</i> sp.	Nuvoloni et al. (2015b)
<i>Typhlodromus transvaalensis</i>	Ferla e Moraes (2002); Ferla e Moraes (2008)
Stigmaeidae	
<i>Agistemus</i> cf. <i>floridanus</i>	Bellini et al. (2005); Hernandez e Feres (2006)
<i>Agistemus floridanus</i>	Ferla e Moraes (2002); Ferla e Moraes (2008); Rezende et al. (2020)
<i>Agistemus</i> sp.	Feres (2000); Demite e Feres (2007); Demite e Feres (2008); Deus et al. (2012); Daud e Feres (2013); Araújo et al. (2022)
<i>Zetzellia agistzellia</i>	Hernandes e Feres (2006); Bellini et al. (2008)
<i>Zetzellia</i> aff. <i>yusti</i>	Ferla e Moraes (2002); Bellini et al. (2005)
<i>Zetzellia mapuchina</i>	Hernandes e Feres (2006)
<i>Zetzellia quasagistemas</i>	Hernandes e Feres (2006); Demite e Feres (2007); Bellini et al. (2008); Demite e Feres (2008); Ferla e Moraes (2008); Daud e Feres (2013); Rezende et al. (2020)
<i>Zetzellia</i> sp.	Feres (2000); Feres et al. (2002); Demite e Feres (2005); Bellini et al. (2008)
Iolinidae	
<i>Homeopronematus</i> sp.	Bellini et al. (2005); Demite e Feres (2005); Hernandez e Feres (2006); Araújo et al. (2022)
<i>Metapronematus</i> sp.	Demite e Feres (2008); Rezende et al. (2020)
<i>Neopronematus</i> sp.	Daud e Feres (2013)

<i>Parapronematus</i> sp.	Feres (2000); Ferla e Moraes (2002); Bellini et al. (2005); Bellini et al. (2008); Demite e Feres (2008); Ferla e Moraes (2008); Daud e Feres (2013); Rezende et al. (2020)
<i>Pronematus</i> sp.	Feres (2000); Feres et al. (2002); Ferla e Moraes (2002); Demite e Feres (2005); Hernandez e Feres (2006); Bellini et al. (2008); Ferla e Moraes (2008)

Frente a essa diversidade de predadores, poucos estudos laboratoriais foram conduzidos em relação ao potencial de fitoseídeos no controle de *T. heveae*. Ferla e Moraes (2003b) avaliaram o efeito de vários alimentos na oviposição dos ácaros predadores *Agistemus floridanus* Gonzalez (Stigmaeidae), *Euseius concordis* (Chant) e *Neoseiulus californicus* (McGregor) (Phytoseiidae), mostrando que *T. heveae* foi uma presa favorável apenas para a oviposição de *A. floridanus*. Um outro estudo evidenciou o potencial predatório de *N. californicus* sobre *T. heveae* (SILVA et al. 2021). Também avaliando a taxa de predação, Cardoso et al. (2010) concluíram que *T. heveae* pode servir como presa para *Euseius citrifolius* Denmark & Muma (Acari: Phytoseiidae), e que esse predador tem preferência por larvas e ninfas em relação aos adultos desse tenuipalpídeo. De Vis et al. (2006b) relataram que cinco espécies de fitoseídeos aceitaram *T. heveae* como presa, sendo *E. citrifolius* a espécie que apresentou a maior taxa de oviposição.

Estudos avaliando suscetibilidade de *C. heveae* como presa para fitoseídeos são mais escassos ainda. Os resultados apresentados por Amaral et al. (2018) mostraram que *C. heveae* não é uma presa favorável para a oviposição dos fitoseídeos *Amblyseius aerialis* (Muma) e *Amblyseius chiapensis* De Leon. Ferla e Moraes (2003b) encontraram taxas de oviposição baixas de *E. concordis* e *N. californicus* quando alimentados com *C. heveae*. Em um estudo de triagem para possíveis predadores de ácaros pragas de seringueira, De Vis et al. (2006b) concluíram que *C. heveae* não foi uma presa favorável para cinco espécies de fitoseídeos encontradas em seringueira.

O conhecimento sobre os inimigos naturais de *T. hevae* e *C. heveae* pode ser útil para o desenvolvimento de estratégias de controle biológico conservativo, o qual consiste na conservação de espécies que possam favorecer a permanência do predador no local, ou de controle biológico inundativo, onde a população de uma espécie é multiplicada massalmente em laboratório para posterior liberação no campo.

Nesse sentido, esse trabalho teve como finalidade investigar a possibilidade de espécies de ácaros fitoseídeos estarem atuando como controladores biológicos de *T. hevae* e *C. heveae* em seringueira, sendo que uma das espécies de fitoseídeos também foi avaliada tendo *Eutetranychus banksi* McGregor (Acari: Tetranychidae) como presa. Também foram feitos experimentos a fim de aprimorar métodos de criação do ácaro predador *E. citrifolius* em laboratório. Além disso, essa mesma espécie foi submetida a experimentos de toxicidade para avaliação dos efeitos subletais quando exposto a enxofre e espiroclorfenol, substâncias utilizadas no cultivo de seringueira para o controle de fitófagos.

6.6 Referências

AGROFIT. Sistemas de Agrotóxicos Fitossanitários. **Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento do Brasil**, 2022. Disponível em: https://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons. Acesso em outubro de 2022.

ALINEJAD, M.; KHERADMAND, K.; FATHIPOUR, Y. Assessment of sublethal effects of spiroticlofen on biological performance of the predatory mite, *Amblyseius swirskii*. **Systematic and Applied Acarology**, v. 21, n. 3, p. 375-384, 2016.

BEERS, E.H.; MARTINEZ-ROCHA, L.; TALLEY, R.R.; DUNLEY, J.E. Lethal, sublethal, and behavioral effects of sulfur-containing products in bioassays of three species of orchard mites. **Journal of Economic Entomology**, v. 102, n. 1, p. 324-335, 2009.

BEERS, E.H.; SCHMIDT-JEFFRIS, R.A. Effects of orchard pesticides on *Galendromus occidentalis* (Acari: Phytoseiidae): repellency and irritancy. **Journal of Economic Entomology**, v. 108, n. 1, p. 259-265, 2015.

BERNARD, M.B.; COLE, P.; KOBELT, A.; HORNE, P.A.; ALTMANN, J.; WRATTEN, S.D.; YEN, A.L. Reducing the impact of pesticides on biological control in Australian vineyards: Pesticide mortality and fecundity effects on an indicator species, the predatory mite *Euseius victoriensis* (Acari: Phytoseiidae). **Journal of Economic Entomology**, v. 103, n. 6, p. 2061-2071, 2010.

CARDOSO, M.S.M.; VIEIRA, M.R.; FIGUEIRA, J.C.; SILVA, H.A.S. Atividade predatória de *Euseius citrifolius* Denmark & Muma (Acari: Phytoseiidae) sobre *Tenuipalpus heveae* Baker (Acari: Tenuipalpidae). **Arquivos do Instituto Biológico**, v. 77, p. 471-476, 2010.

CHEON, G.S.; PAIK, C.H.; LEE, G.H.; KIM, S.S. Toxicity of spiroticlofen to the predatory mite, *Amblyseius womersleyi* (Acari: Phytoseiidae), and its prey, *Tetranychus urticae* (Acari: Tetranychidae). **Journal of Entomological Science**, v. 42, n. 1, p. 44-51, 2007.

EL-SHARABASY, H.M.; EL-KADY, G.A. Susceptibility of the Predatory Mite, *Phytoseiulus macropilis* (Banks) and the Two Spotted Spider Mite, *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Phytoseiidae-Tetranychidae) to some Acaricides. **Egyptian Journal of Biological Pest Control**, v. 25, n. 2, 2015.

GADINO, A.N.; WALTON, V.M.; DREVES, A.J. Impact of vineyard pesticides on a beneficial arthropod, *Typhlodromus pyri* (Acari: Phytoseiidae), in laboratory bioassays. **Journal of economic entomology**, v. 104, n. 3, p. 970-977, 2011.

GERSON, U.; SMILEY, U.L.; OCHOA, R. **Mites (Acari) for pest control**. Oxford: Blackwell, p. 367-383, 2003.

HISLOP, R.G.; AUDITORE, P.J.; WEEKS, B.L.; PROKOPY, R.J. Repellency of pesticides to the mite predator *Amblyseius fallacis*. **Protection and Ecology**, v. 3, p. 253-257, 1981.

HOY, M.; CONLEY, J. Toxicity of pesticides to western predatory mite. **California Agriculture**, v. 41, n. 7, p. 12-14.

HOY, M.A. **Agricultural acarology: introduction to integrated mite management**. 1. ed. London: CRC press, p. 159-177, 2011.

JAGER, T.; BARSI, A.; DUCROT, V. Hormesis on life-history traits: is there such thing as a free lunch? **Ecotoxicology**, v. 22, n. 2, p. 263-270, 2013

KAPLAN, P.; YORULMAZ, S.; AY, R. Toxicity of insecticides and acaricides to the predatory mite *Neoseiulus californicus* (McGregor)(Acari: Phytoseiidae). **International Journal of Acarology**, v. 38 n. 8, p. 699-705, 2012.

KENDIG, E.L.; LE, H.H.; BELCHER, S.M. Defining hormesis: evaluation of a complex concentration response phenomenon. **International Journal of Toxicology**, v. 29, n. 3, p. 235-246, 2010.

KONGCHUENSIN, M. Effects of Some Pesticides on the Predatory Mite, *Neoseiulus longispinosus* (Evans)(Gamasina: Phytoseiidae). **日本ダニ学会誌**, v. 15, n. 1, p. 17-27, 2006.

KREITER, S.; SENTENAC, G.; BARTHES, D.; AUGER, P. Toxicity of four fungicides to the predaceous mite *Typhlodromus pyri* (Acari: Phytoseiidae). **Journal of Economic Entomology**, v. 91, n. 4, p. 802-811, 1998.

MAROUFPOOR, M.; GHOOSTA, Y.; POURMIRZA, A.A.; LOTFALIZADEH, H. The effects of selected acaricides on life table parameters of the predatory mite, *Neoseiulus californicus* fed on European red mite. **North-Western Journal of Zoology**, v. 12, n. 1, p. 1-6, 2016.

NAIR, K.P. **Tree Crops**. Cham: Springer, 2021, p. 287-332.

PRISCHMANN, D.A.; JAMES, D.G.; WRIGHT, L.C.; TENEYCK, R.D.; SNYDER, W.E. Effects of chlorpyrifos and sulfur on spider mites (Acari: Tetranychidae) and their natural enemies. **Biological Control**, v. 33, n. 3, p. 324-334, 2005.

RAUDONIS, L. Comparative toxicity of spiroticlofen and lambdacihalotrin to *Tetranychus urticae*, *Tarsonemus pallidus* and predatory mite *Amblyseius andersoni* in a strawberry site under field conditions. **Agronomy Research**, v. 4, p. 317-322, 2006.

REIS, P.R.; FRANCO, R.A.; NETO, M.P.; TEODORO, A.V. Selectivity of agrochemicals on predatory mites (Phytoseiidae) found on coffee plants. **Coffee Science**, v. 1, p. 64–70, 2006.

REIS, P.R.; NETO, M.P.; FRANCO, R.A. Controle de *Brevipalpus phoenicis* (Geijskes, 1939) e *Oligonychus ilicis* (McGregor, 1917)(Acari: Tenuipalpidae, Tetranychidae) em cafeeiro e o impacto sobre ácaros benéficos: II-Spiroticlofen e Azocyclotin. **Ciência e Agrotecnologia**, v. 29, p. 528-537, 2005.

SALMAN, S.Y.; KESKIN, C. The effects of milbemectin and spiroticlofen resistance on *Phytoseiulus persimilis* AH (Acari: Phytoseiidae) life table parameters. **Crop Protection**, v. 124, p. 104751, 2019.

SARBAZ, S.; GOLDASTEH, S.; ZAMANI, A.A.; SOLYMANNEJADIYAN, E.; VAFAEI SHOUSHTARI, R. Side effects of spiromesifen and spiroticlofen on life table parameters of the predatory mite, *Neoseiulus californicus* McGregor (Acari: Phytoseiidae). **International Journal of Acarology**, v. 43, n. 5, p. 380-386, 2017.

TEODORO, A.V.; FADINI, M.A.; LEMOS, W.P.; GUEDES, R.N.C.; PALLINI, A. Lethal and sub-lethal selectivity of fenbutatin oxide and sulfur to the predator *Iphiseiodes zuluagai* (Acari: Phytoseiidae) and its prey, *Oligonychus ilicis* (Acari: Tetranychidae), in Brazilian coffee plantations. **Experimental and Applied Acarology**, v. 36, n. 1, p. 61-70, 2005.

VIEIRA, M.; GOMES, E.; FIGUEIRA, J. Controle químico de *Calacarus heveae* Feres (Acari: Eriophyidae) em seringueira. **BioAssay**, v. 1, 2006a.

VIEIRA, M.R.; GOMES, E.C.; MATOS, C.A.O.D. Control of *Oidium* on rubber tree and it's interference on the mite *Calacarus heveae* Feres population. **Summa Phytopathologica**, v. 32, p. 274-276, 2006b.

WALTER, D.E.; PROCTOR, H.C. **Mites: ecology, evolution and behaviour**. Dordrecht: Springer, p. 281-339, 2013.

7 CONSIDERAÇÕES FINAIS

O Brasil possui uma grande diversidade de ácaros predadores em seringueira, porém, ainda pouco estudadas para o entendimento de suas funções ecológicas e a potencialidade no controle de ácaros fitófagos. Ter acesso a esse conhecimento nos permite traçar estratégias eficientes para o manejo de algumas espécies que já causam dano a heveicultura e nos prepara para possíveis outras que possam emergir. Nossos resultados apontaram *Euseius citrifolius* Denmark & Muma como um ácaro predador benéfico para a cultura de seringueira, com potencial para atuar como agente de controle biológico de *Tenuipalpus heveae* Baker. Os experimentos preliminares de oviposição também apontam *Amblyseius aerialis* (Muma), *Amblyseius chiapensis* De Leon, *Amblyseius operculatus* De Leon e *Proprioseiopsis dominigos* (El-Banhawy) como potenciais predadores de *T. heveae*, o que nos permite encorajar o desenvolvimento de estudos mais aprofundados com essas espécies. Quanto a avaliação de ácaros predadores para *Calacarus heveae* Feres, os resultados são indícios de que essa presa não parece ser favorável a fitoseídeos. Contudo, é importante que estudos sejam feitos com mais espécies que coocorrem com esse eriofiídeo na natureza.

Os ensaios para avaliar a toxicidade de enxofre e espiroclorfenol sobre *E. citrifolius* mostraram que o enxofre afeta negativamente esse ácaro predador. Também foi constatado que pólen de *Nopalea cochenillifera* Salm-Dyck foi um alimento favorável para *E. citrifolius*. Essas informações devem ser levadas em conta para garantir a conservação dessa espécie na cultura, seja por cautela no uso de produtos químicos (p. ex. enxofre) ou pela incrementação de plantas que sirvam como fonte de recursos para esses predadores (p. ex. *N. cochenillifera*).

A análise da totalidade dos fatores e a relação entre eles em qualquer agrossistema é essencial para o desenvolvimento de soluções que não sejam apenas paliativas, como o uso de produtos químicos, mas que possam atingir os problemas em sua origem, como por exemplo, pensar em modelos de produção biodiversos, como consórcios de culturas e agroflorestas.