

CINARA WANDERLÉA FELIX BEZERRA

AVALIAÇÃO DA SELETIVIDADE DOS EXTRATOS AQUOSOS DE ALGAROBEIRA E
DE JUAZEIRO SOBRE O PREDADOR *Stethorus tridens* (COLEOPTERA:
COCCINELLIDAE) EM PINHÃO-MANSO

Serra Talhada-PE

2020

**B
E
Z
E
R
R
A**

**C
W
F**

**A
V
A
L
I
A
Ç
Ã
O**

**D
A**

**S
E
L
E
T
I
V
I
D
A
D
E**

**.
. 2
0
2
0**

CINARA WANDERLÉA FELIX BEZERRA

AVALIAÇÃO DA SELETIVIDADE DOS EXTRATOS AQUOSOS DE ALGAROBEIRA E
DE JUAZEIRO SOBRE O PREDADOR *Stethorus tridens* (COLEOPTERA:
COCCINELLIDAE) EM PINHÃO-MANSO

Dissertação apresentada à Universidade Federal Rural de Pernambuco, Unidade Acadêmica de Serra Talhada, como parte das exigências do Programa de Pós-Graduação em Produção Vegetal, para obtenção do título de Mestra em Produção Vegetal.

Orientador: Prof. Dr. Carlos Romero Ferreira de Oliveira

Co-orientadora: Profa. Dra. Cláudia Helena Cysneiros Matos de Oliveira

Serra Talhada-PE

2020

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação
Universidade Federal Rural de Pernambuco
Sistema Integrado de Bibliotecas
Gerada automaticamente, mediante os dados fornecidos pelo(a) autor(a)

B574a

Bezerra, Cinara Wandrléa Felix

AVALIAÇÃO DA SELETIVIDADE DOS EXTRATOS AQUOSOS DE ALGAROBEIRA E DE JUAZEIRO
SOBRE O PRÉDADOR *Stethorus tridens* (COLEOPTERA: COCCINELLIDAE) EM PINHÃO-MANSO / Cinara
Wandrléa Felix Bezerra. - 2020.

109 f. : il.

Orientador: Carlos Romero Ferreira de Oliveira.

Coorientadora: Cláudia Helena Cysneiros Matos de Oliveira.

Inclui referências e anexo(s).

Dissertação (Mestrado) - Universidade Federal Rural de Pernambuco, Programa de Pós-Graduação em Produção Vegetal
, Serra Talhada, 2020.

1. Controle Biológico. 2. Tetranychidae. 3. Stethorini. 4. Pinhão-manso. 5. Extratos vegetais. I. Oliveira, Carlos
Romero Ferreira de, orient. II. Oliveira, Cláudia Helena Cysneiros Matos de, coorient. III. Título

CDD 581.15

CINARA WANDERLÉA FELIX BEZERRA

AVALIAÇÃO DA SELETIVIDADE DOS EXTRATOS AQUOSOS DE ALGAROBEIRA E
DE JUAZEIRO SOBRE O PREDADOR *Stethorus tridens* (COLEOPTERA:
COCCINELLIDAE) EM PINHÃO-MANSO

Dissertação apresentada à Universidade Federal Rural de Pernambuco, Unidade Acadêmica de Serra Talhada, como parte das exigências do Programa de Pós-Graduação em Produção Vegetal, para obtenção do título de Mestra em Produção Vegetal.

APROVADO em 20 / 02 / 2020 .

Banca Examinadora

Dr. Carlos Romero Ferreira de Oliveira - UAST/UFRPE
Orientador

Dra. Cláudia Helena Cysneiros Matos de Oliveira - UAST/UFRPE
Co-orientadora, Examinadora Interna

Dra. Yasmin Bruna de Siqueira Bezerra - UFPE
Examinadora Externa

Dra. Célia Siqueira Ferraz – DDE/UFV
Examinadora Externa

À minha mãe Lucimar Felix da Silva
Ao meu pai Rivaltério Wanderley Bezerra (*In memoriam*)
Ao meu padrasto Vagno Gomes de Souza
Aos meus irmãos Raul R. F. Bezerra e Maycom K. F. de Souza
Aos meus orientadores Carlos R. F. de Oliveira e Cláudia H. C. M. de Oliveira

Dedico

AGRADECIMENTOS

À Deus por ter me dado força e coragem para concluir mais uma etapa da minha vida, por ser o meu refúgio nas horas difíceis e por ser o meu guia ao longo dessa caminhada, me mostrando que mesmo diante de todas as dificuldades, vale a pena correr atrás dos nossos sonhos.

À Universidade Federal Rural de Pernambuco, Unidade Acadêmica de Serra Talhada, pelo acolhimento e por todo o suporte dado para a execução deste trabalho e da minha formação profissional.

Ao Programa de Pós-Graduação em Produção Vegetal, por todo o suporte dado em todas as etapas do Mestrado. Agradeço também, por tudo o que foi construído ao longo desses dois anos, as amizades feitas, os dramas e momentos felizes e descontração vividos e, acima de tudo, o respeito diante de tanta heterogeneidade, sem dúvidas o PGPV foi a minha segunda, se não, a primeira casa durante essa trajetória.

À CAPES pela concessão da bolsa e disponibilidade de equipamentos utilizados nas etapas experimentais do estudo.

Aos meus orientadores Carlos Romero Oliveira e Cláudia Helena Oliveira por todos os ensinamentos, conselhos, dedicação e carinho dados a mim durante o Mestrado e obrigada pelos “puxões de orelha” (às vezes), todas as experiências que vivemos e compartilhamos me fizeram ser o que sou hoje como pessoa e como pesquisadora. Obrigada por me entenderem no momento mais difícil da minha vida, isso foi fundamental em minha vida acadêmica. A vocês, toda a minha gratidão.

À minha família, por todo apoio, carinho, amor e por não me deixarem desistir nos momentos de fraqueza. Essa conquista é nossa! Agradeço especialmente a minha mãe Lucimar Felix, a qual dedico todo esse sonho. Você foi a minha base quando eu me vi sem chão, você foi meu suporte quando eu achei que não iria conseguir me reerguer, você foi o amor que preencheu meu coração quando me vi com ele vazio, você foi a minha força quando imaginei que eu não iria conseguir prosseguir. Obrigada por tudo mainha! Ao meu padrasto Vagno Gomes, por tudo o que fez por mim desde que entrou em minha vida, por todo o esforço feito para que eu pudesse chegar tão longe. Aos meus irmãos Raul Felix e Maycom Felix por todos os momentos bons e engraçados que vivemos, por estarem do meu lado nos momentos bons e ruins. Obrigada por entenderem a minha ausência e me mostrarem que independente do que aconteça em minha

vida, vocês estarão sempre comigo. Amo vocês! Agradeço também aos meus tios, Jura, Nenê, Divina, Dalva, Keila, Mariazinha, Titipaco, Rita e aos meus avós Maria e Izidio. A todos que fazem parte da família Felix e família Bezerra, minha eterna gratidão. Amo vocês.

À família Ramos Beserra, minha eterna gratidão! Vocês foram também a minha família durante muito tempo. Agradeço especialmente a Marcos por todo apoio, e por sempre acreditar em mim enquanto estivemos juntos. À Vilma Noronha e a Ana Cláudia, por toda amizade e respeito diante de tudo. Com vocês aprendi que por mais que a vida nos afaste, ou nos leve para caminhos diferentes, sempre devemos ser gratos por tudo que nos foi oferecido e por todos os momentos bons que vivemos, afinal, é isso que importa. Vocês foram fundamentais para eu chegar até aqui! Estarão sempre em meu coração.

Aos meus amigos Lyzandra, Patrícia, Joana, Lanny, Léa, Renata, Ravick, Celina, Márcia, Darlene, Paulo Henrique, obrigada por sempre torcerem por mim e me incentivarem a seguir ainda mais forte nessa caminhada acadêmica.

Aos meus colegas de turma (2018.1), Ana Maria, Janaina, Yuri, Marcela, João Paulo e Philippe, por todos os momentos que compartilhamos juntos (principalmente nas disciplinas) (risos)!

Aos meus amigos do PGPV, Laamon, Renilson, Iago, Kelem, Talita, Allan, Hugo, Paulo, Domingos, Edson, Yara, Baltazar, Cléber, Sara, Mirna, Cléa, Pedro, Lypson, Karlla, Franquiele, George, Cidinha, Andréia e Elisângela, vocês tornaram a minha jornada mais leve e divertida, juntos compartilhamos momentos felizes, alegres e de muitas resenhas. Sem esses momentos acredito que a vida acadêmica seria bem mais pesada. Obrigada a todos!

Especialmente gostaria de agradecer a Neto, Marcondes e Alexandre. À Neto, obrigada por está comigo em todos os momentos da minha vida, desde quando começamos a construir nossa amizade, obrigada por ter me ajudado a passar por tudo, sua companhia, amizade e carinho me ajudaram a chegar até aqui, serei eternamente grata a você por tudo, te amo. À Marcondes, meu irmão de coração, meu amigo confiante, meu parceiro de todos os momentos desde que entrei no mestrado, grata por todo apoio, por todas as conversas, conselhos, risadas, incentivos, por ter me aguentado durante um ano e meio... E vai me aguentar muito mais nos próximos anos (risos). Obrigada por me permitir fazer parte da sua vida e principalmente por me aproximar de Deus, nossa amizade é sem dúvida um dos maiores presentes que Ele me deu, amo você! À Alexandre, meu obrigada pela amizade, por ter sido minha referência de foco e dedicação.

Obrigada por todos os momentos que compartilhamos juntos, com você aprendi também que a gratidão é algo que ultrapassa qualquer barreira que a vida possa nos impor, ultrapassa qualquer ação que possamos fazer na vida do outro. Obrigada por toda torcida e apoio dado a mim, estarás sempre em meu coração como uma das pessoas mais especiais que já passaram por ele, amo você!

Aos meus amigos Gebson, Dani e Marcela por tudo o que vivemos, por tudo o que compartilhamos juntos, vocês são fundamentais em minha vida e agradeço a Deus por vocês fazerem parte dela. À Gebson, agradeço pela amizade verdadeira, por tornar os meus dias mais leves e divertidos, por estar sempre comigo em todos os momentos, bons e ruins, mas sempre esteve presente, me dizendo que “só o amor constrói”, sem você garanto que tudo teria sido menos prazeroso, e também posso dizer, amo você! À Dani, obrigada pelos conselhos, por me ouvir por dividirmos tantos momentos bons e engraçados, tenha a certeza que ocupas um lugar lindo em meu coração, conte sempre comigo! À Marcela, minha colega de turma e minha amiga de vida, com você aprendi que ser corajosa requer muita força e determinação, aprendi que devemos seguir firme atrás dos nossos sonhos e objetivos. Obrigada por compartilharmos momentos de todos os tipos, essa nossa vida acadêmica não é fácil, mas se torna mais leve quando encontramos pessoas como você. Sou tua fã número um e te admiro pelo que és! Amo vocês.

Aos meus amigos Raliuson e Edinete por me mostrarem o valor de uma verdadeira amizade, sou grata a Deus por tê-los em minha vida, sem dúvidas vocês me ajudaram a suportar coisas bem difíceis que só nós sabemos e buscaram sempre me mostrar que o melhor estava por vir. Obrigada por fazerem parte da minha vida. Amo vocês!

Aos meus professores do PGPV aqui representados por Vicente, Sérgio, Rogério, André Lima e Adriano, agradeço por todos os ensinamentos e por tudo que aprendi com vocês, cada um à sua maneira, contribuíram para a realização deste trabalho. Em especial gostaria de agradecer ao professor Thieres por toda ajuda com a estatística presente nesse trabalho, pelos conselhos, ensinamentos e apoio dado a mim durante o último semestre do mestrado.

A todos os membros do Núcleo de Ecologia de Artrópodes, que foram fundamentais para a realização deste trabalho, sem vocês nada disso seria possível. À Gabriel, Andressa, Luiza, Ana Maria, Aline, Adelma, Priscila, Renilson, Patryck, Antonielson, Jéssica, Vanessa e Thiago, meu muito obrigada. Em especial gostaria de agradecer a Jordão, meu parceiro de laboratório, de

publicação e de Mestrado, você sem dúvida alguma foi uma das peças-chave para eu chegar até aqui. Você com sua calma e dedicação me fez acreditar novamente que eu iria conseguir, você me incentivou e me ajudou na elaboração de tudo o que envolveu este trabalho o qual afirmo com toda certeza que é nosso! Essa conquista também é sua. Serei eternamente grata a você e à sua amizade.

E para não perder o costume, por último, mas não menos importante, gostaria de agradecer a mim. O mestrado me fez enxergar o quão forte, determinada e persiste eu sou. Agradeço a mim por com a ajuda de todos os meus amigos e familiares, ter me reerguido das cinzas e ter prosseguido o meu caminho, por eu não ter me desviado do meu sonho e por acordar todos os dias acreditando que irei conseguir realizar todos os meus objetivos. Agradeço a mim por não ter desistido, e por continuar lutando pelo que eu acredito, lutando pelo meu sonho.

“It is the degree of commitment that determines success...”
Remo Lupin (J. K. Rowling)

RESUMO GERAL

As joaninhas pertencentes a Tribo Stethorini (Coleoptera: Coccinellidae), destacam-se por serem um dos principais grupos de inimigos naturais utilizados no controle biológico de ácaros em diversas regiões do mundo. Seus representantes apresentam especificidade na predação de ácaros fitófagos, tendo preferência por ácaros Tetranychidae. Atualmente, com a demanda por produtos livres de resíduos de inseticidas sintéticos, há um grande interesse em se buscar métodos alternativos que minimizem ou substituam esses produtos como, por exemplo, a utilização de extratos vegetais. No presente estudo foi avaliada a seletividade dos extratos aquosos de algarobeira (EA) e de juazeiro (EJ) sobre o predador *Stethorus tridens*. Os experimentos foram conduzidos no delineamento inteiramente casualizado, tendo como tratamentos as concentrações letais estimadas para o ácaro-praga *Tetranychus bastosi*: T1= CL₅₀ do extrato de algarobeira; T2= CL₉₀ do extrato de algarobeira; T3 = CL₅₀ do extrato de juazeiro; T4= CL₉₀ do extrato de juazeiro; T5= água destilada (controle). Foi avaliado o efeito das CL₅₀ e da CL₉₀ dos extratos na sobrevivência de larvas, pupas e adultos de *S. tridens*, o efeito ovicida, a viabilidade das larvas advindas dos ovos que foram expostos às concentrações, a taxa de predação e o efeito de repelência em larvas e adultos do predador. Também foi efetuada a cromatografia em HPLC das concentrações letais dos referidos extratos. Para avaliação do efeito dos extratos na sobrevivência de larvas, pupas e adultos de *S. tridens*, arenas foram montadas em placas de Petri contendo espuma umedecida, papel filtro e um disco de folha de pinhão-manso. Em cada arena foram colocados 10 indivíduos de *S. tridens*. Para o teste curativo os tratamentos foram pulverizados manualmente nas joaninhas e para o teste preventivo, as folhas de pinhão-manso foram mergulhadas durante cinco segundos em cada tratamento e após 30 minutos foram liberadas as larvas ou adultos de *S. tridens* em cada arena. Avaliou-se a cada 24 horas, durante sete dias, o número de indivíduos vivos do predador em cada tratamento. Para o teste ovicida, fêmeas adultas de *S. tridens* foram dispostas em arenas de pinhão-manso por 24h para que pudessem ovipositar. Posteriormente foram retiradas e os ovos individualizados. A aplicação dos tratamentos no teste curativo e preventivo foi elaborada seguindo a metodologia citada anteriormente. Para a viabilidade das larvas, foi verificado durante sete dias a sobrevivência das larvas que eclodiram dos ovos expostos às concentrações dos extratos, contabilizando-se o número de indivíduos vivos/mortos a cada 24 horas. A avaliação da capacidade predatória de *S. tridens* foi feita em arenas de folhas de pinhão-manso infestadas com 100 indivíduos de *T. bastosi* e pulverizadas com as concentrações dos extratos,

para o teste curativo, e para o preventivo os discos de pinhão-mansão foram mergulhados durante cinco segundos nas concentrações dos extratos sendo, posteriormente, infestados. Em cada arena foi liberada uma fêmea de *S. tridens*. Decorridas 24 horas e 48 horas da montagem dos experimentos, procedeu-se a contagem dos ácaros predados/tratamento. O efeito repelente dos extratos sobre larvas de *S. tridens* foi avaliado em arenas de discos foliares de pinhão-mansão no interior de placas de Petri. Para cada disco foliar, tomando-se como base a nervura central das folhas, procedeu-se a aplicação dos extratos em apenas uma das metades do disco, de acordo com os tratamentos. Em seguida em cada arena foram liberadas 10 larvas (L3 e L4) na nervura central. As arenas foram cobertas com tecido do tipo organza e a contagem se deu após 30 minutos, 12, 24, 36 e 48 horas após a aplicação dos tratamentos, contabilizando-se o número de larvas presentes em cada metade do disco (tratado e não-tratado). Para o efeito da repelência dos extratos sobre adultos do predador foram interligados três potes plásticos com capacidade de 100 mL. No pote central foram liberados 10 indivíduos adultos de *S. tridens* e nos outros potes foram colocadas folhas de pinhão-mansão infestadas com ácaros, sendo aplicado posteriormente um dos extratos (tratamento) em um dos potes e água destilada (controle) no outro. Após 48 horas foi feita a contagem dos indivíduos em cada pote. Todos os experimentos foram mantidos em câmaras climáticas do tipo B.O.D., à temperatura de 27 ± 2 °C, $70\% \pm 5$ UR e 12 h de fotofase, com 10 repetições. Todos os dados foram submetidos a ANOVA e posteriormente à análise de regressão e comparação de médias pelo Teste de Tukey a 5% de probabilidade. Foi verificado que as concentrações do extrato de algarobeira para o teste curativo não afetaram a sobrevivência das larvas ($CL_{50}= 66,67\%$ e $CL_{90}= 55,56\%$), pupas ($CL_{50}= 100\%$ e $CL_{90}=100\%$), e adultos ($CL_{50}= 100\%$ e $CL_{90}=100\%$) de *S. tridens*, porém a CL_{90} do extrato de juazeiro ocasionou uma taxa de sobrevivência de adultos de 19,44%. Não houve diferença entre o teste curativo e preventivo para a taxa de sobrevivência de larvas, pupas e adultos. Não foi verificado efeito ovicida em nenhuma das concentrações dos extratos nos dois tipos de teste. A viabilidade das larvas foi afetada apenas pelas concentrações do extrato de algarobeira pelo teste curativo ($CL_{50}= 30,56\%$ e $CL_{90}= 36,11$). A taxa de predação foi afetada pelas CL_{90} dos extratos nos dois tipos de testes, curativo (EA- $CL_{50}= 39,2\%$ e EA- $CL_{90}= 20,5$; EJ- $CL_{50}= 23,3$ e EJ- $CL_{90}=18,1\%$) e preventivo (EA- $CL_{50}= 37,2\%$ e EA- $CL_{90}=25,2$; EJ- $CL_{50}= 21,8$ e EJ- $CL_{90}=14,6\%$). A CL_{90} dos dois extratos provocou repelência nas larvas de *S. tridens* com $IS < 1$. Foi verificado que apenas a CL_{90} do extrato de algarobeira provocou repelência nos adultos ($IS= 0,108$). De maneira geral, o extrato de algarobeira mostrou-se mais seletivo a *S. tridens* do que o extrato de juazeiro. Nesse sentido estudos dessa natureza devem

ser incentivados, de maneira a avaliar a viabilidade da associação do uso de extratos vegetais com o controle biológico utilizando *S. tridens* em diferentes sistemas agrícolas.

Palavras-chave: Controle biológico, Extratos vegetais, MIP, *Stethorus*.

GENERAL ABSTRACT

The ladybugs belonging to the genus *Stethorus* (Coleoptera: Coccinellidae), stand out for being within the main groups of natural enemies used in biological control, as well as in Integrated Pest Management (MIP). Many species, such as *S. gilvifrons*, *S. punctillum* and *S. tridens*, have been studied and used in the control of pest mites in different regions of the world, as they present specificity in the predation of phytophagous mites, having preference for mites of the family Tetranychidae, the which have a high infestation power, causing damage to the host plant, such as yellowing of the leaves, reducing the photosynthetic rate, leading to the death of the plant. Currently, there is a great interest in seeking alternative methods that minimize or replace the use of synthetic insecticides / acaricides, such as the use of plant extracts. Therefore, the objective was to evaluate the selectivity of aqueous extracts of algarobeira and juazeiro over the predator *S. tridens*, aiming at the use of the two associated methods (Biological Control + Plant Extracts). The study was developed at the Arthropod Ecology Center (NEA), at the Universidade Federal Rural de Pernambuco, Unidade Acadêmica de Serra Talhada (UFRPE-UAST). The experiments were conducted in a completely randomized design, with treatments: T1 = CL₅₀ of the algarobeira extract; T2 = CL₉₀ of the mesquite extract; T3 = LC₅₀ of juazeiro extract; T4 = CL₉₀ of juazeiro extract; T5 = distilled water (control). HPLC chromatography of lethal concentrations of algarobeira extracts (CL₅₀ = 53.54% and CL₉₀ = 85.35%), and juazeiro (CL₅₀ = 53.54% and CL₉₀ = 85.35%) was performed. The effects of the LC₅₀ and the LC₉₀ of the extracts on the survival of larvae, pupae and adults of *S. tridens* were evaluated, as well as the ovicidal effect and viability of the larvae from the eggs that were exposed to the concentrations; the rate of predation and the effect of repellency in larvae and adults of the ladybug. To evaluate the effect of the extracts on the survival of larvae, pupae and adults of *S. tridens*, they were mounted on 9 cm Petri dishes containing moistened cotton wool, filter paper and a disk of physic nut leaf. 10 individuals were placed in each arena. For the curative test the treatments were sprayed directly on the individuals and for the preventive test, the physic nut leaves were dipped for five seconds in each treatment and after 30 minutes the larvae and adults were released in each arena. Counting was done every 24 hours for 7 days. For the ovicidal test, adult females of *S. tridens* were removed from the breeding so that they could oviposit. After 24 hours the females were removed and the eggs individualized. The application of treatments in the curative and preventive test was developed following the methodology mentioned above. For the viability of the larvae, the survival of the larvae that hatched from the eggs exposed to

the concentrations was checked for seven days, with the number of live / dead individuals being recorded every 24 hours. To assess the predatory capacity of *S. tridens*, arenas of physic nut leaves were infested with 100 individuals of *T. bastosi* and sprayed with the concentrations of the extracts, according to the treatments, for the curative test and for the preventive treatment. *Jatropha* discs were dipped for five seconds and then infested. Then, in each arena a female of *S. tridens* was released. After 24 hours and 48 hours of setting up the experiments, the predated mites / treatment will be counted. The repellent effect of the extracts on *S. tridens* larvae was evaluated in arenas of leaf discs of the physic nut inside Petri dishes. For each leaf disc, based on the central rib of the leaves, extracts were applied to only one half of the disc, according to the treatments. Then, in each arena, 10 larvae (L3 and L4) were released in the central rib. The arenas were covered with organza fabric and the counting took place after 30 minutes, 12, 24, 36 and 48 hours after application, without counting the side on which the larvae were (treated and untreated). For the purpose of repellency in adults, three plastic pots with a capacity of 100 mL were connected. In the central pot, 10 adult ladybugs were released and in the other pots, *Jatropha* leaves infested with mites were placed, and the treatments were then applied to one of the poles. After 48 hours, the number of individuals in each pot was counted. All experiments were maintained in B.O.D.-type climatic chambers, at a temperature of 27 ± 2 °C, $70\% \pm 5$ RH and 12 h of photophase, with 10 repetitions. All data were submitted to ANOVA and subsequently to regression analysis and comparison of means by the Tukey test at 5% probability. It was verified that the concentrations of algarobeira extract for the curative test did not affect the survival of the larvae (LC50 = 66.67% and LC90 = 55.56%), pupae (LC50 = 100% and LC90 = 100%), and adults (LC50 = 100% and LC90 = 100%), but the LC90 of the juazeiro extract showed an adult survival rate of 19.44%. There was no difference between the curative and preventive tests for the survival rate of larvae, pupae and adults. There was no ovicidal effect in any of the concentrations of the extracts in the two types of test. The viability of the larvae was affected only by the concentrations of the mesquite extract by the curative test (LC50 = 30.56% and LC90 = 36.11). The predation rate was affected by the CL90 of the extracts in the two types of curative test (EA-CL50 = 39.2% and EA-CL90 = 20.5; EJ-CL50 = 23.3 and EJ-CL90 = 18.1%) and preventive (EA-CL50 = 37.2% and EA-CL90 = 25.2; EJ-CL50 = 21.8 and EJ-CL90 = 14.6%). The CL90 of the two extracts showed repellency in *S. tridens* larvae with IS <1. It was found that only the CL90 of the algarobeira extract proved repellency in adults (IS = 0.108). In general, the algarobeira extract was more selective to *S. tridens* than the juazeiro extract. In this sense, studies of this nature should be encouraged, to assess the

feasibility of associating the use of plant extracts with biological control using *S. tridens* in different agricultural systems.

Keywords: *Stethorus*, Biological control, Plant extracts, MIP.

LISTA DE FIGURAS

CAPÍTULO 1

Figura 1	Representação da introdução do controle biológico em uma população de pragas com alta densidade populacional e sua ação ao longo do tempo. PGE: Ponto Geral de Equilíbrio.....	33
Figura 2	Esquemática do Controle Biológico Aplicado. A: Criação em massa do predador <i>Stethorus</i> sp. em laboratório. B: Plantação de Pinhão manso (<i>Jatropha curca</i>) infestada por ácaros Tetranychidae. C: Controle do ácaro <i>Tetranychus</i> sp. pelo predador <i>Stethorus</i> sp.....	35
Figura 3	Morfologia externa do predador <i>Stethorus tridens</i> . A. visão dorsal. B. visão lateral. C. visão ventral. D. visão da cabeça e peças bucais. BEZERRA, C.W.F. (2020).....	36
Figura 4	Fases de desenvolvimento de <i>Stethorus tridens</i> (Coleoptera Coccinellidae). A: Ovo; B: Larva; C: Pupa; D: Adulto.....	36
Figura 5	Predação do ácaro <i>Tetranychus bastosi</i> pelo predador <i>Stethorus tridens</i>	37
Figura 6	Distribuição geográfica do ácaro <i>Tetranychus urticae</i> . Imagem adaptada do site http://www.defesavegetal.net/tetrur	45
Figura 7	Fases de desenvolvimento do ácaro <i>Tetranychus bastosi</i>	46
Figura 8	Efeito do ataque do ácaro <i>Tetranychus bastosi</i> em folhas de pinhão-manso.....	48

CAPÍTULO 2

Figura 1	Perfil cromatográfico por HPLC de retenção de frações e compostos da CL50 do extrato de algarobeira (<i>Prosopis juliflora</i>).....	98
Figura 2	Perfil cromatográfico por HPLC de retenção de frações e compostos da CL90 do extrato de algarobeira (<i>Prosopis juliflora</i>).....	98
Figura 3	Perfil cromatográfico por HPLC de retenção de frações e compostos da CL50 do extrato de juazeiro (<i>Ziziphus joazeiro</i>).....	99
Figura 4	Perfil cromatográfico por HPLC de retenção de frações e compostos da CL90 do extrato de juazeiro (<i>Ziziphus joazeiro</i>).....	99
Figura 5	Efeito das concentrações do extrato de juazeiro pelo teste curativo na viabilidade das larvas de <i>S. tridens</i>	100
Figura 6	Teste curativo. Proporção/número de ácaros <i>Tetranychus bastosi</i> predados por <i>Stethorus tridens</i> , sob diferentes concentrações do extrato de algarobeira (<i>Prosopis juliflora</i>) e de juazeiro (<i>Ziziphus joazeiro</i>) e função do tempo. Médias comparadas pelo teste de Tukey a 5%. O experimento foi conduzido em laboratório sob condições controladas (27±2 °C, 70% UR, 12L:12D).....	100
Figura 7	Teste preventivo. Proporção/número de ácaros <i>Tetranychus bastosi</i> predados por <i>Stethorus tridens</i> , sob diferentes concentrações do extrato de algarobeira (<i>Prosopis juliflora</i>) e de juazeiro (<i>Ziziphus joazeiro</i>) e função do tempo. Médias comparadas pelo teste de Tukey a 5%. O experimento foi conduzido em laboratório sob condições controladas (27±2 °C, 70% UR, 12L:12D).....	101
Figura 8	Percentual de larvas (L3 e L4) de <i>Stethorus tridens</i> atraídos quando expostos a diferentes concentrações do extrato de algarobeira (<i>Prosopis juliflora</i>). A. CL ₅₀ do extrato de algarobeira. B. CL ₉₀ do extrato de algarobeira. O experimento foi	101

conduzido em laboratório sob condições controladas (27 ± 2 °C, 70% UR, 12L:12D).

Figura 9	Percentual de larvas (L3 e L4) de <i>Stethorus tridens</i> atraídos quando expostos a diferentes concentrações do extrato de juazeiro (<i>Ziziphus joazeiro</i>). A. CL ₅₀ do extrato de juazeiro. B. CL ₉₀ do extrato de juazeiro. O experimento foi conduzido em laboratório sob condições controladas (27 ± 2 °C, 70% UR, 12L:12D).....	102
Figura 10	Percentual de insetos adultos de <i>Stethorus tridens</i> atraídos quando expostos a diferentes concentrações do extrato de juazeiro (<i>Ziziphus joazeiro</i>). O experimento foi conduzido em laboratório sob condições controladas (27 ± 2 °C, 70% UR, 12L:12D).	102

ANEXO

Figura 1	Aspecto geral das arenas utilizadas para criação do ácaro <i>Tetranychus bastosi</i> em folhas de feijão de porco, em laboratório (27 ± 2 °C, 70 ± 5 % e 12 horas de fotofase).....	106
Figura 2	Aspecto geral das arenas utilizada para criação da joaninha <i>Stethorus tridens</i> em folhas de pinhão-manso em laboratório (27 ± 2 °C, 70 ± 5 % e 12 horas de fotofase).....	106
Figura 3	Preparação dos extratos aquosos de algarobeira e de juazeiro. A. Obtenção do pó de algarobeira e de juazeiro. B. Preparação da solução estoque.....	107
Figura 4	Aspecto geral do HPLC utilizado para fazer a cromatografia das concentrações letais (CL ₅₀ e CL ₉₀) dos extratos de juazeiro e de algarobeira.....	107
Figura 5	Aspecto geral das arenas utilizadas para avaliação da taxa de sobrevivência de larvas pupas e adultos, efeito ovicida, viabilidade das larvas e taxa de predação, em discos de folha de pinhão-manso mantidas em laboratório (27 ± 2 °C, 70 ± 5 % e 12 horas de fotofase).....	108
Figura 6	Aspectos gerais das arenas utilizadas para a avaliação do teste de repelência em larvas de <i>Stethorus tridens</i> em discos de folha de pinhão mantidas em laboratório (27 ± 2 °C, 70 ± 5 % e 12 horas de fotofase).....	108
Figura 7	Figura 7. Aspectos gerais das arenas utilizadas para a avaliação do teste de repelência em adultos de <i>Stethorus tridens</i> em discos de folha de pinhão mantidas em laboratório (27 ± 2 °C, 70 ± 5 % e 12 horas de fotofase).	109

LISTA DE TABELAS

CAPÍTULO 1

Tabela 1	Parâmetros de tabela de vida de <i>Stethorus</i> sp.....	37
Tabela 2	Artigos científicos usando o predador <i>Stethorus</i> sp. associado à ácaros tetraniquídeos, no período de 1965 a 2019 de acordo com a base de artigos Science Direct e Scopus.....	40

CAPÍTULO 2

Tabela 1	Resumo das análises de regressão não lineares.....	103
Tabela 2	Índice de repelência (IR%) das concentrações letais dos extratos aquosos de algarobeira (<i>Prosopis juliflora</i>) e de juazeiro (<i>Ziziphus joazeiro</i>) em larvas de <i>Stethorus tridens</i>	104
Tabela 3	Índice de repelência (%) das concentrações letais dos extratos aquosos de algarobeira (<i>Prosopis juliflora</i>) e de juazeiro (<i>Ziziphus joazeiro</i>) em adultos de <i>Stethorus tridens</i>	105

Sumário

APRESENTAÇÃO.....	24
CAPÍTULO	26
REVISÃO DE LITERATURA: CONTROLE BIOLÓGICO E SELETIVIDADE DE COMPOSTOS NATURAIS EM <i>STHETORUS</i> spp.	26
CAPÍTULO I - REVISÃO DE LITERATURA: CONTROLE BIOLÓGICO E SELETIVIDADE DE COMPOSTOS NATURAIS EM <i>STHETORUS</i> spp.	27
1. INTRODUÇÃO.....	27
2. Controle Biológico	29
2.1. Terminologia	33
2.1.1. Controle Biológico Natural (CBN).....	33
2.1.2 Controle Biológico Clássico (CBC).....	33
2.1.3 Controle Biológico Aplicado (CBA).....	34
3. Características Gerais do gênero <i>Stethorus</i>	35
3.1 Predação de <i>Stethorus</i> sobre ácaros tetraniquídeos	37
3.2 Estudos utilizando o predador <i>Stethorus</i> spp.....	40
4. Características gerais da família Tetranychidae	45
4.1 Danos fisiológicos em plantas causados por ácaros Tetranychidae	48
5 Extratos naturais	50
5.1 Extrato de Juazeiro (<i>Ziziphus joazeiro</i>).....	51
5.2 Extrato de Algarobeira (<i>Prosopis juliflora</i>).....	51
6. Utilização de extratos vegetais no controle de ácaros praga.....	52
6.1 Ação dos extratos vegetais sobre ácaros tetraniquídeos.....	53
6.2 Ação dos extratos vegetais sobre <i>Stethorus</i>	53
7. Considerações finais.....	55
8. Referências.....	56
CAPÍTULO II.....	68
Selectivity of aqueous extract of <i>Prosopis juliflora</i> and <i>Ziziphus joazeiro</i> extracts on the predator <i>Stethorus tridens</i> (Coleoptera: Coccinellidae) in <i>Jatropha curcas</i>	68
1 INTRODUÇÃO.....	69
2 MATERIAL E MÉTODOS.....	71
2.1 Plantas utilizadas nos experimentos	72
2.2 Criação do ácaro <i>Tetranychus bastosi</i>	72
2.3 Criação do predador <i>Stethorus tridens</i>	72
2.4 Coleta e preparo do extrato aquoso de folhas de algarobeira e de juazeiro.....	73
2.5 Identificação e quantificação dos compostos fenólicos presentes nas CL ₅₀ e na CL ₉₀ dos extratos aquosos de algarobeira e de juazeiro.	74
2.5.1 Injeção das concentrações letais de (CL ₅₀ e CL ₉₀) dos extratos aquosos de algarobeira e de juazeiro no HPLC pelo método isocrático	74
2.6 Efeito das concentrações letais dos extratos aquosos e algarobeira e de juazeiro em sobre o predador <i>S. tridens</i>	75
2.6.1 Montagem das arenas.	75
2.6.2 Aplicação do teste preventivo e curativo.....	7Erro! Indicador não definido.
2.7 Efeito ovicida do extrato aquoso de Algarobeira e de juazeiro em <i>S. tridens</i>	7Erro! Indicador não definido.

2.8 Viabilidade das larvas oriundas de ovos submetidos aos extratos aquosos de algarobeira e de juazeiro.....	77
2.9 Avaliação do efeito dos extratos aquosos de juazeiro e de algarobeira na proporção/número de ácaros predados em função do tempo pelo predador <i>S. tridens</i>	77
2.10 Teste de repelência em <i>S. tridens</i>	78
2.10.1 Teste de repelência dos extratos de algarobeira e de juazeiro sobre larvas (L3 e L4) de <i>S. tridens</i>	78
2.10.2 Teste de repelência dos extratos de algarobeira e de juazeiro em adultos <i>S. tridens</i>	78
2.10.3 Índice de repelência.....	79
3 RESULTADOS	79
3.1 Análise química dos extratos	79
3.2 Efeito das concentrações dos extratos de algarobeira e de juazeiro na sobrevivência de larvas, pupas e adultos de <i>S. tridens</i>	80
3.3 Efeito ovicida dos extratos de algarobeira e de juazeiro	81
3.4 Efeitos dos extratos de algarobeira e de juazeiro na viabilidade de larvas.....	82
3.5 Efeito dos extratos de algarobeira e de juazeiro na predação de <i>S. tridens</i>	82
3.6 Efeito repelente dos extratos de algarobeira e de juazeiro	83
4 DISCUSSÃO	83
6 AGRADECIMENTOS	90
7 REFERÊNCIAS	91
LEGENDAS DAS FIGURAS	96
LISTA DE TABELAS	103
ANEXO	106

APRESENTAÇÃO

O controle de insetos tem como objetivo principal provocar uma redução nas populações de pragas, em níveis que não provoquem problemas ao meio, sendo estes, abaixo do grau de dano econômico. É de suma importância, para um controle efetivo, conhecer todos os fatores (bióticos e abióticos) do ecossistema onde a praga se encontra. Como principais fatores abióticos podemos citar, a temperatura, umidade, pressão, intensidade luminosa, e índice pluviométrico, os quais irão influenciar diretamente o comportamento das populações de pragas. Além disso, conhecer a biologia, características de dispersão, predatismo e a interação com a planta e outros organismos, potencializa o seu controle. O controle de pragas efetivo é uma tarefa complexa, uma vez que não possui um padrão específico para cada tipo de praga em regiões do mundo. Devido a isso, é de suma importância a utilização de diversas técnicas de forma integrada, sendo estas de fácil acesso e baixo custo de produção. Geralmente os compostos utilizados no controle de pragas buscam afetar de forma negativa o sistema nervoso e o sistema endócrino dos insetos, reduzindo a seu metabolismo, bem como afetando o seu processo de desenvolvimento. O controle biológico é uma excelente alternativa para o controle de pragas. Os predadores Coccinellidae são constantemente utilizados para o controle de pragas em diversas regiões do mundo, destacando-se para o controle de ácaros os do gênero *Stethorus*. Esses insetos possuem uma ampla distribuição geográfica, sendo encontrados em todas as regiões do mundo, e sua alta eficiência no controle de ácaros-praga se dá pela especificidade em consumir ácaros fitófagos, principalmente Tetranychidae. Estes ácaros afetam diversas culturas de importância econômica, como feijão, milho, algodão e pinhão-manso, por exemplo. No Brasil o controle alternativo, diferentemente de outras regiões do mundo, é pouco utilizado, pois há uma cultura de se utilizar inseticidas e acaricidas sintéticos, principalmente por parte dos pequenos produtores, porém é uma técnica que vem ganhando destaque nas pesquisas nacionais. Com isso, há um grande interesse na utilização de inimigos naturais e de extratos vegetais no controle de ácaros-praga. Pesquisas comprovaram que extratos vegetais atuam de forma eficiente no controle de ácaros Tetranychidae, pois são ricos em metabólitos secundários que a planta utiliza para sua própria defesa. Em Serra Talhada, Pernambuco, foi encontrado o predador *Stethorus tridens* associado ao ácaro vermelho do pinhão-manso *Tetranychus bastosi*. Com base nisso, o primeiro capítulo do presente trabalho, trata de uma revisão de literatura, que tem como objetivo mostrar a importância da utilização de predadores do gênero *Stethorus* no controle de ácaros-praga nas diversas regiões do mundo, buscando informar a forma de controle, o objetivo da utilização do inimigo natural e a cultura afetada pela praga, além de uma

abordagem histórica sobre a utilização da técnica de controle biológico ao longo do tempo. O segundo capítulo busca associar dois métodos de controle alternativos (Controle biológico e Extratos vegetais), utilizando o predador *S. tridens* e as concentrações letais dos extratos aquosos de algarobeira (*Prosopis juliflora*) e de juazeiro (*Ziziphus joazeiro*), buscando avaliar a seletividade destes extratos sobre o predador, visando a potencialização do manejo do ácaro *T. bastosi*. A utilização de métodos alternativos associados ainda é pouco estudada, porém é de grande importância a elaboração de novos estudos que mostrem a eficácia desses métodos, pois apresentam alta eficiência quando utilizados isolados, possuem um baixo custo de produção, e não provocam danos ao meio ambiente como os produtos sintéticos.

CAPÍTULO I

REVISÃO DE LITERATURA: CONTROLE BIOLÓGICO E SELETIVIDADE DE COMPOSTOS NATURAIS EM *STHETORUS* spp.

CAPÍTULO I - REVISÃO DE LITERATURA: CONTROLE BIOLÓGICO E SELETIVIDADE DE COMPOSTOS NATURAIS EM *STHETORUS* spp.

RESUMO

O controle biológico é uma técnica que consiste na utilização de inimigos naturais para o manejo de pragas. Nessa técnica podem ser utilizados predadores, parasitas e parasitóides. Atualmente o interesse por alternativas sustentáveis de controle de pragas vem crescendo entre pesquisadores e produtores, os quais têm buscado minimizar a utilização de inseticidas e acaricidas sintéticos evitando os danos causados ao homem e ao meio ambiente. Em todo o mundo o controle biológico vem demonstrando uma alta efetividade, sendo os representantes da família Coccinellidae os insetos mais utilizados para controlar diversas pragas agrícolas. Entre os ácaros-praga de importância econômica, os pertencentes à família Tetranychidae estão entre os mais estudados em programas de controle biológico, principalmente utilizando-se besouros da tribo Stethorini por possuírem especificidade por ácaros tetraniquídeos. De modo geral o manejo integrado de pragas tem buscado métodos de controle que não afetem de forma negativa o meio ambiente como um todo, utilizando por exemplo, extratos vegetais, os quais tem demonstrado serem eficientes no controle de ácaros em várias culturas de importância econômica, como o milho e o feijão. Em virtude disso, é essencial a verificação dos efeitos causados pelos compostos químicos naturais nos inimigos naturais, uma vez que causando efeitos negativos, como redução na taxa de predação, oviposição e mortalidade, a utilização em conjunto das duas técnicas torna-se inviável.

Palavras-chave: Coccinellidae, Controle biológico, MIP, Stethorini.

ABSTRACTS

Biological control is a technique that involves the use of natural enemies to combat pests. In this technique predators, parasites and parasitoids can be used. Currently, interest in alternatives to sustainable pest control has been increasing among researchers and producers, who have sought to minimize the use of insecticides and synthetic acaricides, avoiding the damage caused by them to the environment. Throughout the world, biological control has been shown to be highly effective, with representatives of the Coccinellidae family being the most used to control various agricultural pests. Among the pests of great economic importance, those belonging to the family Tetranychidae are among the most contested by biological control, which uses the species of beetles of the tribe Stethorini because they have specificity for tetraniquídeos mites. In general, integrated pest management has sought control methods that do not negatively affect the environment as a whole, for example using plant extracts, which have been shown to be efficient in controlling mites in several crops of economic importance, such as corn and beans. As a consequence, it is essential to verify the effects caused by natural chemical compounds on natural enemies, since they cause negative effects, such as reduction in predation rate, oviposition and mortality, the use of both techniques together is not feasible.

Key-words: Biological Control, Coccinellidae, Stethorini, IPM

1. INTRODUÇÃO

Entre as diversas formas de controle de pragas, como a utilização de compostos químicos sintéticos, compostos químicos naturais (e.g. extratos vegetais), o controle biológico (CB) de pragas em diversos agroecossistemas é comumente utilizado em decorrência dos benefícios causados à cultura e ao meio ambiente (WANG et al., 2019).

Apesar de ser uma técnica que não causa desequilíbrios no meio ambiente, em muitos países, como no Brasil, a utilização do controle biológico ainda é escassa, e isso está relacionado principalmente com os hábitos dos produtores, que preferem utilizar inseticidas e acaricidas sintéticos, e pela falta de investimento econômico nessa área de manejo de pragas (PARRA, 2014).

Nas regiões do mundo onde o controle biológico vem sendo utilizado de forma efetiva, é visto que os representantes de Coccinellidae (Coleoptera), principalmente os pertencentes a tribo Stethorini, vem desempenhando um papel de grande importância no controle de ácaros-praga devido à sua especialização alimentar por ácaros Tetranychidae (BIDDINGER; WEBER; HULL, 2009). Esses ácaros apresentam grande importância econômica por causarem injúrias, como redução na taxa fotossintética e morte das folhas, em culturas de grande produtividade, como o milho, feijão e mandioca, dentre outras (FRANCO; GABRIEL, 2008).

Outra técnica que vem crescendo para o controle de ácaros fitófagos é a utilização de extratos vegetais, os quais atuam como acaricidas e não provocam danos ao meio ambiente quando comparados aos acaricidas sintéticos (NASCIMENTO et al., 2018). Torna-se uma técnica viável pois as plantas possuem metabólitos secundários que atuam no seu processo de crescimento e como mecanismos de defesa de patógenos e pragas, por meio da sua citotoxicidade (KAUFMAN et al., 1999).

Os metabólitos secundários são divididos em três principais grupos, terpenoides, compostos fenólicos e alcaloides (VIZZOTO, KROLOW, WEBWE, 2010; MARANGONI,

MOURA, GARCIA, 2012). Os terpenóides, são comumente substâncias voláteis de baixo peso molecular (monoterpenos), também denominados de essências ou óleos essenciais, os quais são utilizados pela planta para repelir predadores ou atrair polinizadores. Os piretoídes e os triterpenos, com a saponina, são considerados um inseticida natural (VIZZOTO, KROLOW, WEBWE, 2010). Os compostos fenólicos desempenham função importante na proteção das plantas contra fatores envolvidos com o ambiente em que a planta está inserida. Além disso, são responsáveis pela cor, odor e sabor da planta, que podem ser um atrativo para os polinizadores e desempenhar a mesma função dos terpenóides na repelência de inimigos naturais (VIZZOTO, KROLOW, WEBWE, 2010). Já os alcaloides também desempenham uma função importante no mecanismo de defesa das plantas, como por exemplo a cafeína, que atua diretamente na ação contra a herbivoria, além de proporcionar às plantas uma maior resistência a pragas (VIZZOTO, KROLOW, WEBWE, 2010).

Neste sentido, as técnicas podem ser usadas de forma isolada ou em conjunto, desde que uma técnica não interfira de forma negativa na outra, pois a utilização associada potencializa o manejo da praga, sendo de suma importância para a agricultura (PARRA, 2014).

O manejo integrado de pragas (MIP) busca manipular métodos de controle de forma eficiente, de fácil acesso e de maneira sustentável. Com base nisso, faz-se necessária a abordagem de estudos voltados para o manejo integrado de pragas, que mostrem as diferentes formas de utilização das técnicas de controle, bem como a efetividade da utilização de compostos químicos naturais, predadores, parasitas e parasitóides, no controle de pragas, para que dessa forma haja um aumento no interesse da utilização dessas técnicas e eventualmente uma diminuição na no uso de inseticidas/acaricidas sintéticos.

2. Controle Biológico

O controle biológico é uma técnica que consiste na utilização de um inseto predador, parasita ou parasitoide (inimigos naturais), para o controle de insetos-praga. Esses inimigos

naturais são utilizados com o objetivo de evitar perdas nas colheitas (SHIELDS et al., 2019). Com base nisso, e em virtude do aumento da produção de alimentos em escala global, tem-se buscado alternativas ecológicas e sustentáveis de controle de pragas que minimizem a utilização de agentes químicos, como inseticidas e acaricidas sintéticos, os quais são responsáveis por ocasionar riscos à saúde humana e danos ambientais, uma vez que se fixam nas culturas e podem ainda afetar organismos não-alvo, como inimigos naturais, além de favorecerem o surgimento de populações resistentes da praga (BARZMAN et al., 2015; BOREL, 2017; PRETTY; BHARUCHA, 2014; RAYL et al., 2018).

Há registros que essa técnica teve início na China, no século III d.C., quando os chineses buscavam controlar pragas em pomares de citrinos (*Citrus spp.*), utilizando formigas como agentes biológicos (VAN DEN BOSCH; MESSENGER; GUTIERREZ, 1972). Contudo, considera-se que a aplicação do controle biológico teve um desempenho efetivo em 1888 nos Estados Unidos (EUA), especificamente em pomares da Califórnia, onde a joaninha *Rodolia cardinalis* (Mulsant) (Coleoptera: Coccinellidae) foi introduzida de forma intencional para o controle de *Icerya purchasi* (Maskell) (Hemiptera: Monophlebidae). No ano seguinte (1889), foi possível observar resultados relevantes no controle de pragas, destacando a Califórnia como berço do controle biológico (LEPPLA e WILLIAMS, 1992; PARRA, 2014).

Com o passar dos anos, as técnicas de controle biológico foram se aprimorando, tornando-se cada vez mais eficientes. Entre os inimigos naturais mais utilizados para o manejo de pragas, estão os predadores da família Coccinellidae (Coleoptera), popularmente conhecidos como joaninhas. Os representantes da tribo Stethorini são comumente utilizados no controle biológico e apresentam uma alta eficiência, pois trata-se de um grupo especialista em ácaros, principalmente em ácaros da família Tetranychidae (BIDDINGER; WEBER; HULL, 2009). As espécies pertencentes a essa tribo foram responsáveis por controlar ácaros-praga em várias

regiões do planeta, como na América do Norte, América Central, África, Europa, Ásia e Oceania (GORDON, 1982).

A eficiência na utilização de inimigos naturais no controle de pragas está diretamente interligada com os conhecimentos ecológicos da praga e do inimigo natural (BIDDINGER; WEBER; HULL, 2009). Além disso, o conhecimento da cultura em que a praga está inserida e o ambiente onde os mesmos são encontrados são de suma importância para se entender as interações que ocorrem entre estes fatores (ASSIS, 2006).

No Brasil, este tipo de controle é limitado, pois culturalmente o controle de pragas é feito com agroquímicos, algo bem aceito pelos agricultores brasileiros, tornando desta forma, o aspecto cultural um dos principais fatores limitantes para o uso desse método. Houve a tentativa do uso do controle biológico entre as décadas de 1920-1930, mas não foi possível observar uma efetividade do uso da técnica (PARRA, 2014).

Entre os anos de 1940 a 1960, período este conhecido como “idade das trevas do controle biológico” (KOGAN, 1989), houve um aumento no interesse em utilizar o controle biológico como alternativa para o controle de pragas, visando principalmente questões econômicas, sociais e ecológicas, dando início ao surgimento do Manejo Integrado de Pragas (MIP) (PARRA, 2014).

Na década de 90, a Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária (EMBRAPA) estabeleceu um sistema de quarentena que permitiu a importação de 772 espécies de inimigos naturais, dentre eles, predadores, parasitoides e parasitas (PARRA, 2014). Inicialmente o objetivo dessas importações era controlar pragas exóticas e algumas nativas, obtendo um sucesso de 76% nos anos de 2000 a 2009, quando comparados com os anos de 1960-1985, que demonstrou uma efetividade de 42%. Esse aumento na efetividade do uso do controle biológico se dá devido ao MIP, às inúmeras pesquisas que vem sendo desenvolvidas e o crescente interesse de alternativas que reduzam os danos ao meio ambiente (COCK et al., 2010).

O Manejo Integrado de Pragas busca integrar métodos de controle com o objetivo de manter densidades de pragas abaixo do limiar econômico, ou seja, em densidades que não ocasionem prejuízos à produtividade e à lucratividade. Este tipo de manejo associa alguns fatores como: controle cultural, resistência da planta aos insetos, controle químico, controle biológico e fenômenos comportamentais. A associação do controle químico com o controle biológico também pode ser utilizada desde que os produtos químicos não sejam seletivos ao inimigo natural, potencializando o controle da praga. Contudo o controle biológico é um dos mais importantes, uma vez que a relação predador-presa é responsável por manter o equilíbrio no ambiente (PARRA, 2014).

As interações entre predador-presa são fundamentais para a formação estrutural e funcionamento do ecossistema. Os predadores por sua vez, podem alterar a conformidade das comunidades, guiar as cascatas tróficas, provocar um aumento da biodiversidade e controlar a dinâmica das populações de presa. Este fato influencia diretamente no crescimento, distribuição, comportamento e sobrevivência, dos indivíduos envolvidos nas interações predador-presa (BELGRAD; GRIFFEN; BELGRAD, 2016).

Antes da introdução do agente biológico, a densidade populacional da praga aumenta até atingir uma densidade equilibrada, a qual sofre algumas alterações de acordo com o tempo. Após inserir o inimigo natural, este tende a aumentar a sua densidade populacional rapidamente, pois há uma grande disponibilidade de alimento, causando uma queda brusca na densidade populacional da presa. Após ocorrer a redução na densidade populacional da praga, a densidade populacional do inimigo natural, também será reduzida, pois não haverá uma grande disponibilidade de alimento para ele manter a sua população em uma densidade estável (PICANÇO, 2010) (Figura 1).

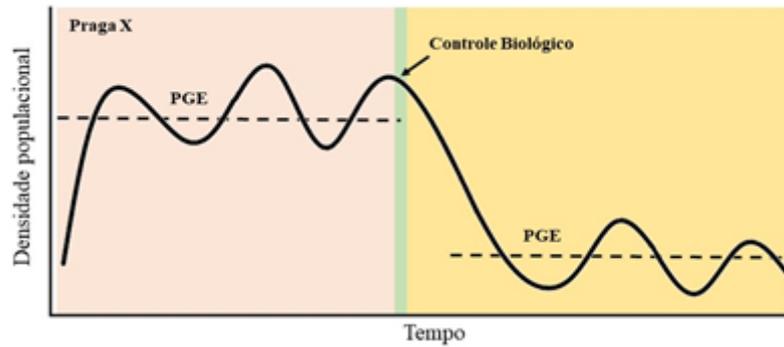


Figura 1: Representação da introdução do controle biológico em uma população de pragas com alta densidade populacional e sua ação ao longo do tempo. PGE: Ponto Geral de Equilíbrio. BEZERRA, C.W.F (2020).

2.1. Terminologia

2.1.1. Controle Biológico Natural (CBN)

Trata-se das populações de inimigos que ocorrem de forma natural no ambiente. O Controle biológico natural (CBN) visa a conservação da espécie, atendendo desta forma a um dos princípios básicos do controle biológico. Neste tipo de controle o agente controlador (predadores ou parasitoides) deve ser preservado e quando possível deve-se buscar por meio da manipulação do ambiente uma maneira favorável para o seu aumento (SANTOS, 2018). Esse aumento na população do predador ou parasitoide, pode ser facilitada com a utilização de inseticidas seletivos em épocas do ano adequadas, redução da utilização de produtos químicos sintéticos e preservação da fonte de alimento ou habitat do agente controlador. Este tipo de controle tem sido muito utilizado em programas de manejo de pragas, pois proporciona a morte natural da praga no agroecossistema, além de ocasionar a manutenção dos níveis de equilíbrio da praga (PARRA et al., 2002).

2.1.2 Controle Biológico Clássico (CBC)

O controle biológico clássico é uma ferramenta importante na redução dos impactos de espécies invasoras (SANTOS, 2018), tanto em cultivos quanto em áreas naturais, e tem conseguido controlar centenas de espécies invasoras, completa e permanentemente, em países

invadidos (DAANE; WANG; NIETO, 2015). Esta forma de restauração é uma ferramenta básica no manejo de espécies invasoras e deve ser considerada sempre que o objetivo é reduzir permanentemente a densidade de espécies invasoras em uma grande área.

Trata-se de um tipo de controle a longo prazo, pois quando utilizado, há a liberação de uma pequena quantidade de insetos, a qual pode ocorrer apenas uma vez ou mais vezes no mesmo local, possibilitando que a densidade populacional do inimigo natural (predador ou parasitoide), aumente com o decorrer do tempo. Desta forma, a sua utilização é mais viável para o controle de plantas semiperenes ou perenes (PARRA et al., 2002).

2.1.3 Controle Biológico Aplicado (CBA)

Trata-se de liberações em massa de predadores ou parasitoides, após a criação em larga escala em laboratório, com o objetivo de ocasionar uma redução da população da praga de forma rápida, até que atinja o seu nível de equilíbrio (Figura 2). Essa característica proporciona ao controle biológico aplicado (CBA) uma alta aceitação por parte dos produtores, pois a sua eficiência assemelha-se à dos produtos sintéticos.

Este tipo de controle refere-se à norma básica de controle biológico utilizado atualmente, conhecido como multiplicação (criações massais), o qual vem evoluindo desde a década de 70, devido às técnicas de desenvolvimento de dietas artificiais para os insetos. Outro fator importante do controle biológico aplicado é que não possui o objetivo de estabelecer o agente controlador (parasitoide ou predador) no local de aplicação (PARRA, 2001).

Quando comparado ao controle biológico clássico, o controle biológico aplicado apresenta uma ação acelerada em relação ao tempo de redução da praga e pode ser utilizado para controlar espécies exóticas e nativas em culturas semiperenes e perenes (PARRA, 2001).

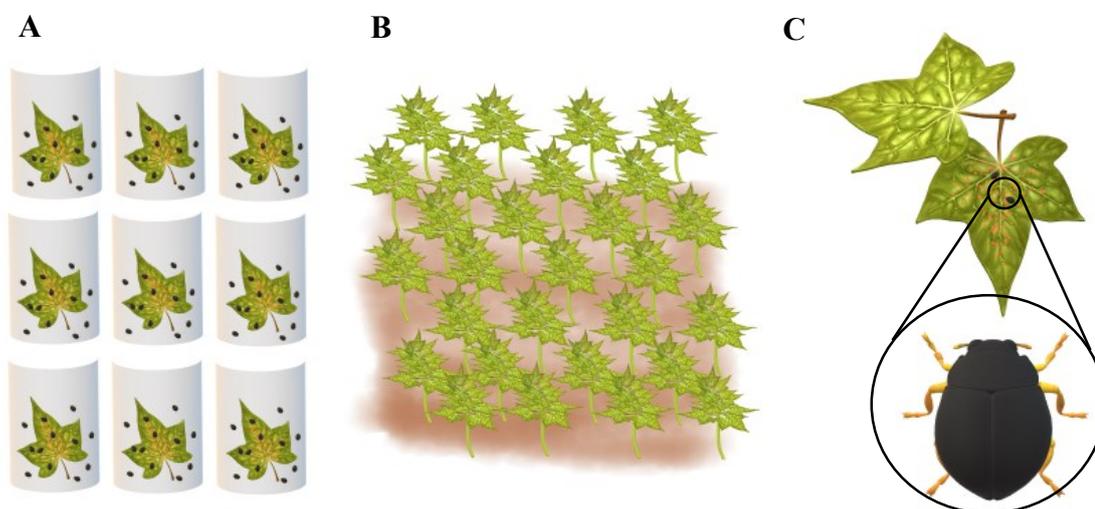


Figura 2: Esquematização do Controle Biológico Aplicado. A: Criação em massal do predador *Stethorus* sp. em laboratório. B: Plantação de Pinhão-manso (*Jatropha curca*) infestada por ácaros Tetranychidae. C: Controle do ácaro *Tetranychus* sp. pelo predador *Stethorus* sp. BEZERRA, C. W. F. (2020).

3. Características Gerais do gênero *Stethorus*

Os insetos pertencentes ao gênero *Stethorus* fazem parte da ordem Coleoptera (Coccinellidae) e da tribo Stethorini. Esses insetos são especialistas na predação de ácaros da família Tetranychidae e são considerados cosmopolitas. Atualmente existem cerca de 90 espécies descritas para o gênero, distribuídas em regiões com climas diferenciados, como florestas decíduas temperadas, florestas tropicais, regiões com temperaturas mais baixas no norte da Europa, Rússia e Canadá, além de regiões temperadas da Europa, Ásia e América do Norte (BIDDINGER; WEBER; HULL, 2009).

Um fator importante para a grande distribuição geográfica de Stethorini, é a sua introdução de forma intencional feita por pesquisadores com o objetivo de usá-los no controle biológico de pragas, especificamente para o controle de ácaros Tetranychidae. Segundo Gordon (1982), cerca de 12 espécies foram introduzidas na África do Sul, Austrália, Califórnia, China, Guatemala, Índia, Marrocos e Turquia.

Os indivíduos adultos de *Stethorus* medem cerca de 1 a 1,5 mm de comprimento, geralmente são pretos e com antenas e pernas amareladas. Apresentam o corpo pubescente, característica que pode atuar como uma adaptação para ajudar na movimentação destes insetos no interior das teias formadas por ácaros tetraniquídeos (BIDDINGER; WEBER; HULL, 2009) (Figura 3).

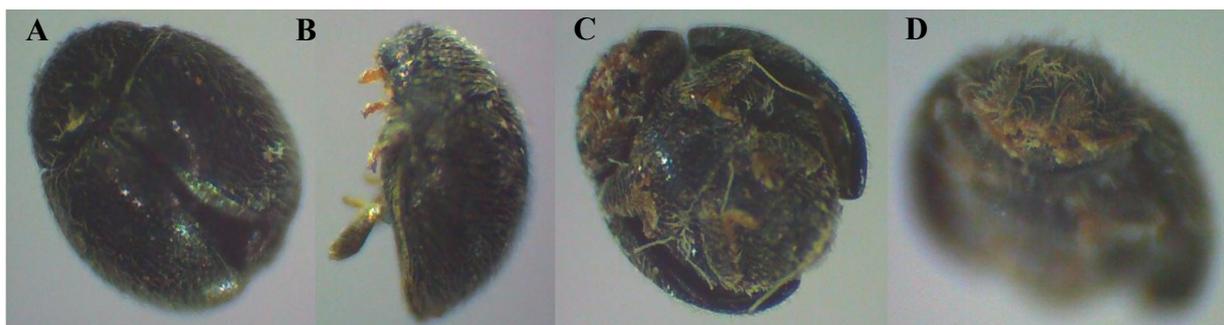


Figura 3. Morfologia externa do predador *Stethorus tridens*. A. visão dorsal. B. visão lateral. C. visão ventral. D. visão da cabeça e peças bucais. BEZERRA, C.W.F. (2020).

Estes insetos possuem um desenvolvimento holometábolo, apresentando quatro fases distintas: ovo, larva, pupa e adulto (Figura 4). As larvas de *Stethorus* diferem quanto a sua cor, característica de fundamental importância na sua identificação (POLLOCK; MICHELS JR, 2007). Normalmente é possível encontrar quatro estágios larvais (L1, L2, L3, L4) em *Stethorus*. Estas, assim como os adultos, se alimentam dos ácaros por meio de perfurações no corpo da presa, absorvendo os sucos corporal e abandonando apenas o exoesqueleto (KUNDOO; KHAN, 2017). A fase de pupa apresenta cores amarronzadas ou pretas, cobertas por cerdas (COSTA et al., 2017).



Figura 4: Fases de desenvolvimento de *Stethorus tridens* (Coleoptera Coccinellidae). A: Ovo; B: Larva; C: Pupa; D: Adulto. BEZERRA, C.W.F. (2020).

Os machos e as fêmeas de *Stethorus* possuem um ciclo de vida médio de 12,6 e 12,2 dias, respectivamente. As fêmeas apresentam uma longevidade média de 57,9 dias, podendo ovipositar em média 101,1 ovos. Apresentam uma razão sexual de 0,57, mostrando que nascem mais fêmeas (COSTA et al., 2017) (Tabela 1).

Tabela 1: Parâmetros de tabela de vida de *Stethorus* sp.

Taxa líquida de reprodução (R_0)	53,05 fêmeas/fêmea
Duração média da gestação (T)	17,09 dias
Taxa intrínseca de crescimento (r_m)	0,23 fêmeas/fêmea/dia
Razão finita de aumento (λ)	1,26 indivíduos/fêmeas
Tempo para duplicação da população (Td)	2,98 dias

Adaptação de Costa (2016).

3.1 Predação de *Stethorus* sobre ácaros tetraniquídeos

Os representantes de *Stethorus* possuem especificidade em relação à alimentação, pois preferem se alimentar de ácaros da família Tetranychidae (Figura 5) (BISWAS et al., 2007; ARBABI e SINGH, 2008; REYES et al., 2010). Devido a isso, esses organismos têm sido alvo de vários estudos em todo o mundo, que buscam viabilizar a sua utilização no controle biológico de pragas (BELLO; GONZÁLES; KONDO, 2010).



Figura 5. Predação do ácaro *Tetranychus bastosi* pelo predador *Stethorus tridens*. BEZERRA, C.W.F. (2020).

Assim, como ocorre com outros coccinelídeos, este grupo de predadores possui uma maior preferência por locais de clima quente, tornando-se uma vantagem para a sua utilização em regiões semiáridas – o que os faz se sobressair sobre outros predadores como os ácaros, os quais são geralmente menos ativos nessas condições ou suas populações permanecem insuficientes para competir com surtos dessas pragas (ARBABI; SINGH, 2008).

No Brasil os estudos sobre a tribo Stethorini ainda são escassos e se resumem a poucos trabalhos, os quais tratam de levantamentos de espécies onde tais predadores foram coletados, sua associação com ácaros fitófagos em plantios agrícolas ou sobre parâmetros biológicos destes insetos, como segue: Fiaboe et al. (2007), Silva e Bonani (2008), Britto et al. (2009), Rosado et al. (2015) e de Costa et al. (2017).

Fiaboe et al. (2007) realizaram um levantamento de predadores do ácaro-vermelho *Tetranychus evansi* Baker & Pritchard (Acari: Tetranychidae) em solanáceas no nordeste e sudeste do Brasil, e observaram que entre os insetos, embora não fossem os mais abundantes, *Stethorus tridens* Gordon (Coleoptera: Coccinellidae) parecia ser o mais promissor, e esteve associado a *T. evansi* em todas as amostras em que este ácaro foi encontrado, já que nenhum ácaro predador foi observado associado a este tetraniquídeo.

O registro da presença do predador *Stethorus (Stethorus) minutulus* Gordon & Chapin (Scymninae, Stethorini), com suas larvas e adultos alimentando-se de ovos e ninfas de *Bemisia tabaci* Gennadius Biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae) em algodoeiro, em condições de casa de vegetação em Piracicaba – SP foi realizado por Silva e Bonani (2008). Entretanto, Almeida e Ribeiro-Costa (2010) publicaram uma nota científica com o objetivo de retificar a identificação de *S. minutulus*, no artigo anterior, como predador de *B. tabaci*, tendo em vista que se tratava na realidade, de *Nephaspis cocois* Gordon, outro Coccinélida muito semelhante.

A resposta funcional de *S. tridens* sobre o ácaro-praga *T. evansi* em tomateiro foi avaliada por Britto et al. (2009). Os autores observaram que o predador apresentou consumo máximo

diário de 33 ninfas do ácaro e resposta funcional do tipo II, ou seja, com um maior consumo da presa quando esta se encontra em baixas densidades na cultura.

Rosado et al. (2015) estudaram três localidades do estado do Tocantins, e monitoraram por dois anos as densidades de duas espécies de ácaros, *Polyphagotarsonemus latus* (Prostigmata: Tarsonemidae) e *Tetranychus bastosi* Tuttle, Baker & Sales (Acari: Tetranychidae), e de seus inimigos naturais, em plantações de pinhão-manso. Os autores citaram a presença de *S. tridens*, dentre outros predadores, associados aos ácaros *P. latus* e *T. bastosi*, os quais apareceram em altas densidades.

Por outro lado, também em pinhão-manso, Costa et al. (2017), estudando a resposta funcional e numérica de *S. tridens* sobre *T. bastosi*, verificaram que o predador apresentou resposta funcional do tipo II para ninfas e adultos, com maior consumo de ovos e larvas de *T. bastosi* nas densidades mais elevadas. Além disso, foi observado que todos os estágios de vida do *T. bastosi* foram predados por *S. tridens*, sendo o ovo a fase mais consumida. Isso ocorre devido aos ovos serem de fácil captura, por estarem imóveis, e de fácil ingestão quando comparados a outras fases de vida do ácaro (e.g. ninfas e adultos). Porém, quando comparados aos adultos, os ovos apresentam uma quantidade de nutrientes menores, tendo que ser consumidos em maiores quantidades. Além disso, a fase de ovo de *T. bastosi* apresenta uma duração maior, tornando-os disponíveis ao predador por um período maior de tempo (GANJISAFFAR; PERRING, 2015; COSTA et al., 2017).

Este fato é de suma importância pois, ao se alimentar dos ovos em grandes quantidades, o predador ocasiona uma redução no estágio inicial de desenvolvimento da praga, reduzindo sua proliferação na cultura agrícola (PERUMALSAMY; SELVASUNDARAM, 2009). Já os adultos de *T. bastosi* são consumidos quando não há uma grande disponibilidade de ovos, uma vez que os indivíduos adultos são mais difíceis de capturar, pois se encontram em constante

movimento e também por serem mais difíceis de consumir (PERUMALSAMY; SELVASUNDARAM, 2009).

Assim, mesmo tendo maior teor de nutrientes o predador terá que gastar mais energia para capturá-los, além disso, a alimentação também não é facilitada, pois o corpo do ácaro adulto apresenta uma dureza maior que a dos ovos, tornando o processo de alimentação mais demorados (PERUMALSAMY; SELVASUNDARAM, 2009).

Com base nesses aspectos, Osman e Bayoumy (2011), estudando a predação do ácaro *Tetranychus urticae* (Acari: Tetranychidae) pela joaninha *Stethorus gilvifrons* (Coleoptera: Coccineliidae), sugerem que o melhor período para a liberação do predador é quando a densidade populacional do ácaro estiver com grandes concentrações de indivíduos no estágio de ovo e larva pois, nesse contexto, esta joaninha consegue controlar a população de ácaros, reduzindo a quantidade de ovos que posteriormente eclodiriam.

3.2 Estudos utilizando o predador *Stethorus* spp.

Dentre os 76 trabalhos citados na Tabela 2 após o levantamento bibliográfico, observa-se que foram utilizados 24 representantes do gênero *Stethorus*, dos quais 20 espécies foram identificadas. Para estas espécies usadas nas pesquisas realizadas no período de 1965 a 2019, a espécie mais representativa foi a *Stethorus gilvifrons*, estando presente em 26,9% dos trabalhos apresentados. Outras duas espécies muito utilizadas foram a *Stethorus punctillum* e a *Stethorus tridens*, correspondendo a 19,2% e 9,0%, respectivamente.

Tabela 2. Artigos científicos usando o predador *Stethorus* spp. associados à ácaros tetraniquídeos, no período de 1965 a 2019, de acordo com a base de artigos Science Direct e Scopus.

AUTOR E ANO	ESPÉCIE DE STETHORINI	ÁCARO FITÓFAGO TESTADO	CULTURA UTILIZADA	TESTES REALIZADOS SOBRE O PREDADOR STETHORUS
Plaut, 1965	<i>Stethorus punctillum</i>	<i>Tetranychus cinnabarinus</i>	-	Fenologia e controle
Britton; Lee, 1972	<i>Stethorus loxtoni</i>	<i>Tetranychus neocaledonicus</i>	Maçã	Descrição da espécie
Gutierrez; Chazeau, 1967	<i>Stethorus madecassus</i>	<i>Tetranychus neocaledonicus</i>	Algodão	Desenvolvimento
Edwards; Hodgson, 1973	<i>Stethorus nigripes</i>	<i>Panonychus ulmi</i>	Feijão	Toxicidade de produtos químicos
Chazeau, 1974	<i>Stethorus madecassus</i>	<i>Tetranychus neocaledonicus</i>	Feijão	Evolução da ação predatória
McMurtry et al., 1974	<i>Stethorus picipes</i>	<i>Tetranychus pacificus</i>	Feijão	Oviposição
Walters, 1974	<i>Stethorus</i> sp.	<i>Tetranychus urticae</i>	Feijão	Métodos de criação
Walters, 1976	<i>Stethorus</i> sp.	<i>Tetranychus urticae</i>	Pomar	Efeito de acaricidas
Field, 1979	<i>Stethorus</i> sp.	<i>Tetranychus urticae</i>	Pêssego	Controle biológico
Hoy; Smith, 1982	<i>Stethorus nigripes</i>	<i>Tetranychus urticae</i>	Feijão	Desenvolvimento e oviposição
Chazeau, 1983	<i>Stethorus exspectatus</i> <i>Stethorus exsultabilis</i>	Tetranychidae	-	Descrição das espécies
Charles; Collyer; White, 1985	<i>Stethorus bifidus</i>	<i>Tetranychus urticae</i>	Framboesa	Controle integrado
Bailey; Caon, 1986	<i>Stethorus nigripes</i>	<i>Tetranychus urticae</i>	Alfafa	Predação
Felland; Hull, 1996	<i>Stethorus punctum</i> <i>punctum</i>	Tetranychidae	Maçã	Hibernação
Peterson; McGregor; Springett, 2000	<i>Stethorus bifidus</i>	<i>Tetranychus lintearius</i>	Maçã	Predação
Rott; Ponsonby, 2000	<i>Stethorus punctillum</i>	<i>Tetranychus urticae</i>	Tomate, pimenta, berinjela e pepino	Efeitos da temperatura, umidade relativa e planta hospedeira
Rott; Ponsonby, 2000b	<i>Stethorus punctillum</i>	<i>Tetranychus urticae</i>	Feijão	Melhoramento e biocontrole
Barker, 2001	<i>Stethorus punctillum</i>	<i>Tetranychus urticae</i>	Mamona	Consumo alimentar
Raworth, 2001	<i>Stethorus punctillum</i>	<i>Tetranychus urticae</i>	Morango e framboesa	Desenvolvimento e voracidade larval
Roy; Brodeur; Cloutier, 2002	<i>Stethorus punctillum</i>	<i>Tetranychus mcdanieli</i>	Framboesa	Taxa de desenvolvimento
Raworth; Robertson, 2002	<i>Stethorus punctillum</i>	<i>Tetranychus</i> spp.	Framboesa, milho e pepino	Identificação

Kishimoto, 2003	<i>Stethorus japonicus</i>	<i>Panonychus mori</i> <i>Tetranychus urticae</i> <i>Amphitetranychus viennensis</i>	Pêra	Desenvolvimento e oviposição
Yoder; Pollock; Benoit, 2003	<i>Stethorus nigripes</i>	<i>Tetranychus urticae</i>	Milho	Preferência de habitat e controle biológico
Ragkou et al., 2004	<i>Stethorus punctillum</i>	<i>Tetranychus urticae</i>	Feijão	Consumo diário e predação
Mori; Nozawa; Arai, 2005	<i>Stethorus japonicus</i>	<i>Tetranychus urticae</i>	Uva	Desenvolvimento e reprodução
Roy; Brodeur; Cloutier, 2005	<i>Stethorus punctillum</i>	<i>Tetranychus mcdanieli</i>	Framboesa	Atividade sazonal
Aksit; Cakmak; Ozer, 2007	<i>Stethorus gilvifrons</i>	<i>Tetranychus cinnabarinus</i>	Morango	desenvolvimento e Fecundidade
Biswas; Islam; Haque, 2007	<i>Stethorus punctillum</i>	<i>Tetranychus urticae</i>	Morango	Biologia e predação
Fiaboe et al., 2007	<i>Stethorus tridens</i>	<i>Tetranychus evansi</i>	Maria-pretinha	Bionomia
Fu et al., 2007	<i>Stethorus parapauperculus</i>	<i>Tetranychus piercei</i>	-	Resposta funcional
Pollock; Michels Jr, 2007	<i>Stethorus caseyi</i>	Tetranychidae	Milho	Bionomia e distribuição
Sohrabi; Shishehbor, 2007	<i>Stethorus gilvifrons</i>	<i>Tetranychus turkestanii</i>	Morango	Resposta funcional e numérica
Álvarez-Alfageme et al., 2008	<i>Stethorus punctillum</i>	<i>Tetranychus urticae</i>	Milho	Desenvolvimento, sobrevivência e fecundidade
Arbabi; Singh, 2008	<i>Stethorus punctillum</i>	<i>Tetranychus ludeni</i>	Feijão	Biologia e tabela de vida
Jamieson et al., 2008	<i>Stethorus</i> sp.	<i>Panonychus citri</i>	-	Predação
Kishimoto; Adachi, 2008	<i>Stethorus japonicus</i>	<i>Amphitetranychus viennensis</i> , <i>Tetranychus urticae</i> <i>Panonychus mori</i>	Pêra	Predação e oviposição
Mehrkhous; Fathipour; Asghar, 2008	<i>Stethorus gilvifrons</i>	<i>Tetranychus urticae</i>	Feijão	Densidade populacional e distribuição espacial
Rattanatip; Siri; Chandrapatya, 2008	<i>Stethorus pauperculus</i> <i>Stethorus siphonulus</i>	<i>Tetranychus urticae</i>	Mamão	Biologia comparativa e tabela de vida
Silva e Bonami, 2008	<i>Stethorus minutulus</i>	<i>Bemisia tabaci</i>	Algodão	Ocorrência
Taghizadeh; Fathipour; Kamali, 2008	<i>Stethorus gilvifrons</i>	<i>Tetranychus urticae</i>	Feijão	Desenvolvimento dependente da temperature
Taghizadeh; Fathipour; Kamali, 2008b	<i>Stethorus gilvifrons</i>	<i>Tetranychus urticae</i>	Feijão	Tabela de vida

Gencer et al., 2009	<i>Stethorus gilvifrons</i>	<i>Tetranychus urticae</i> <i>Panonychus ulmi</i>	Pimenta, feijão e maçã	Resposta olfativa
Imani; Shishehbor; Sohrabi, 2009	<i>Stethorus gilvifrons</i>	<i>Tetranychus turkestanii</i> <i>Eutetranychus orientalis</i>	Feijão	Desenvolvimento e reprodução
Britto et al., 2009	<i>Stethorus tridens</i>	<i>Tetranychus evansi</i>	Maria-pretinha	Predação e reprodução
Perumalsamy; Selvasundaram, 2009	<i>Stethorus gilvifrons</i>	<i>Oligonychus coffeae</i>	Arbusto (chá misto)	Tabela de vida e eficiência predatória
Sarmah et al., 2009	<i>Stethorus gilvifrons</i>	<i>Oligonychus coffeae</i>	Folhas de chá	Oviposição e mortalidade
Kishimoto; Adachi, 2010	<i>Stethorus japonicus</i>	<i>Tetranychus urticae</i>	Pêra	Efeito da sacarose na sobrevivência e na oviposição
Li; Romeis, 2010	<i>Stethorus punctillum</i>	<i>Tetranychus urticae</i>	Milho	Desenvolvimento e reprodução
Bello; Gonzáles; Kondo, 2010	<i>Stethorus tridens</i>	<i>Oligonychus yothersi</i>	Abacate	Registro de espécie
Kishimoto et al., 2011	<i>Stethorus punctum picipes</i>	Tetranychidae, Stigmaeidae, Eryophidae, Phytoseiidae	Uva	Alimentação
Kumral et al., 2011	<i>Stethorus gilvifrons</i>	<i>Panonychus ulmi</i>	Maçã	Suscetibilidade a inseticidas e atividade enzimática
Matter et al., 2011	<i>Stethorus gilvifrons</i>	<i>Tetranychus urticae</i>	Mamona	Densidade de presa e comportamento
Osman; Bayoumy, 2011	<i>Stethorus gilvifrons</i>	<i>Tetranychus urticae</i>	Mamona	Efeito na predação na resposta funcional
Riddick; Wu, 2011	<i>Stethorus punctillum</i>	<i>Tetranychus urticae</i>	Feijão	Sobrevivência de larvas
Woodruff et al., 2011	<i>Stethorus punctillum</i>	<i>Tetranychus afasiaticus</i>	Palmeira	Predação
Handoko; Affandi, 2012	<i>Stethorus gilvifrons</i>	<i>Eutetranychus orientalis</i>	Mamão	História de vida, comportamento alimentar e de acasalamento
Hephizli; Kumral, 2012	<i>Stethorus gilvifrons</i>	<i>Tetranychus</i> sp.	Maçã	Suscetibilidade a inseticidas e acaricidas
Jamour; Shishehbor, 2012	<i>Stethorus gilvifrons</i>	<i>Tetranychus turkestanii</i>	Morango	Resposta funcional
Udayakumar; Yadav, 2013	<i>Stethorus rani</i>	<i>Tetranychus urticae</i>	Uva	Parâmetros biológicos
Kumral; Çobanoğlu; Yalçın, 2013	<i>Stethorus gilvifrons</i>	<i>Panonychus ulmi</i>	Maça	Efeito de extratos etanólicos na mortalidade
Payandeh et al., 2013	<i>Stethorus gilvifrons</i>	<i>Oligonychus afasiaticus</i>	Palma	Abundância populacional e atividade sazonal

Ali; Ahmad; Ali, 2014	<i>Stethorus punctum</i>	<i>Tetranychus</i> sp.	-	Desenvolvimento e mortalidade
Bayoumy; Osman; Michaud, 2014	<i>Stethorus gilvifrons</i>	<i>Tetranychus urticae</i>	Feijão, mamona e pepino	Comportamento e forrageamento
Godhani; Shukla, 2015	<i>Stethorus pauperculus</i>	<i>Tetranychus urticae</i>	Sorgo	Potencial alimentar
Chen et al., 2015	<i>Stethorus pauperculus</i>	<i>Tetranychus</i> sp.	Mandioca	Comportamento
Maeda et al., 2015	<i>Stethorus punctum picipes</i>	<i>Tetranychus</i> sp.	Bordo	Atração por meio de herbicidas
Barbar; Kerhili; Aslan, 2016	<i>Stethorus gilvifrons</i>	<i>Panonychus citri</i>	Árvores de Neem	Consumo diário e taxa de predação
Sarmah, 2016	<i>Stethorus gilvifrons</i>	<i>Oligonychus coffeae</i>	Folhas (chá TV1)	Predação
Costa, 2016	<i>Stethorus tridens</i>	<i>Tetranychus bastosi</i>	Pinhão manso	Biologia e tabela de vida
Costa et al, 2017	<i>Stethorus tridens</i>	<i>Tetranychus bastosi</i>	Pinhão manso	Resposta funcional, resposta numerica
Khan; Spooner-Hart, 2017	<i>Stethorus vagans</i>	<i>Tetranychus urticae</i>	Feijão	Desenvolvimento das fases jovens a diferentes temperaturas
Latifian, 2017	<i>Stethorus gilvifrons</i>	<i>Oligonychus frasiaticus</i>	Tomate	Forrageamento e Resposta funcional
Poorani, 2017	<i>Stethorus</i> spp.	Schizotetranychus Hindustanicus	Citrus	Taxonomia e identificação
Santos, 2018	<i>Stethorus tridens</i>	<i>Tetranychus bastosi</i>	Pinhão-manso	Dietas alimentares

Tabela adaptada de Santos (2018)

A utilização de *S. gilvifrons* se dá pela sua ampla distribuição geográfica, podendo ser encontrada na Europa, África e Ásia (BIDDINGER; WEBER; HULL, 2009). Trata-se de uma espécie nativa do Irã e de outros países próximos (AKSIT et al., 2007) e pode ser encontrada em várias culturas de importância econômica mundial, como a cana de açúcar, milho e feijão, culturas essas comumente atacadas por ácaros tetraniquídeos (LI e ROMEIS, 2010; RIDDICK e WU, 2011).

A joaninha *S. puntillum* pode ser encontrada na Europa, África, América do Norte e Central, enquanto que *S. tridens* é considerada nativa da América do Sul (BIDDINGER; WEBER; HULL, 2009). Essas duas espécies são encontradas associadas a ácaros tetraniquídeos

em culturas importantes como o tomate, morango, milho e pinhão-manso, sendo esta última considerada de grande importância para a produção de biodiesel.

Em relação aos ácaros utilizados nos 76 trabalhos expressos na tabela 2, o ácaro *Tetranychus urticae* foi o mais usado, representando 37,8% do total, e isso pode estar relacionado com a sua distribuição geográfica, pois é uma espécie cosmopolita, sendo encontrada em diversas áreas do mundo (Figura 6) (BIDDINGER, WEBWE, HULL, 2009). Outro fator importante é que essa espécie é considerada uma praga de várias culturas, como por exemplo, morango, feijão, abacate, Maria-pretinha, pimenta, tomate e pêssago.

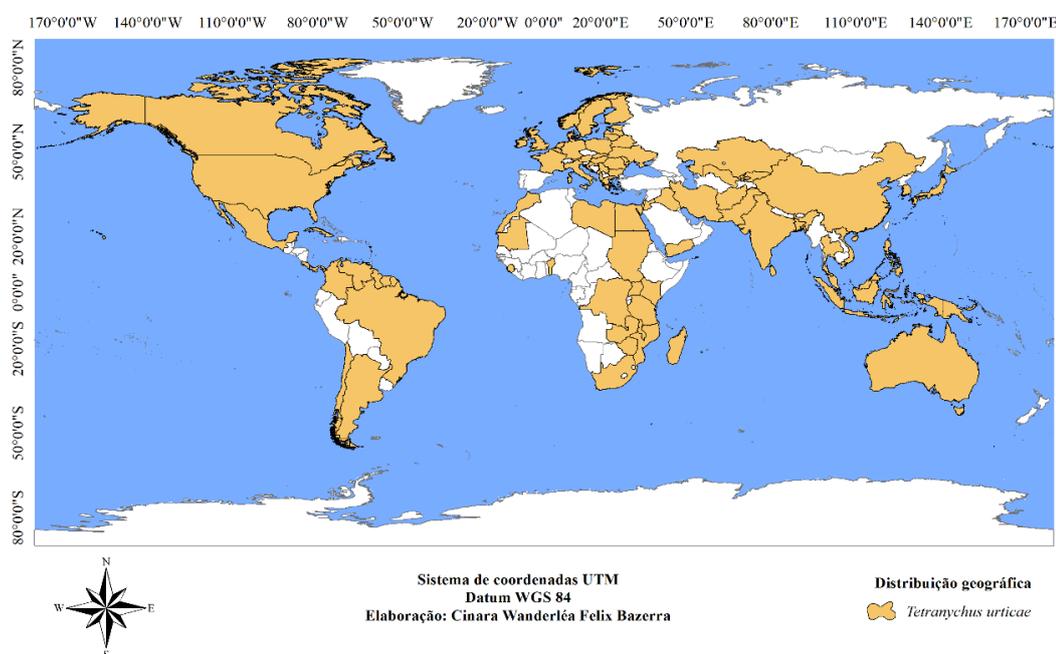


Figura 6. Distribuição geográfica do ácaro *Tetranychus urticae*. Imagem adaptada do site <http://www.defesavegetal.net/tetrur>. BEZERRA, C.W.F. (2020).

4. Características gerais da família Tetranychidae

A família Tetranychidae é composta por cerca de 1250 espécies, das quais 54 possuem importância agrícola (DAMASCENO, 2008). Caracterizados como ácaros fitófagos, os tetraniquídeos são popularmente conhecidos como “ácaros-de-teia”, por produzirem uma quantidade variável de teia (SILVA et al., 2017), a qual é usada na proteção contra predadores, dificultando a movimentação destes entre os fios (FRANCO et al., 2010), além de atuar como

uma barreira impedindo a entrada de água das chuvas, facilitando encontrar parceiros sexuais e impedindo a entrada de espécies competidoras (DAMASCENO, 2008).

Os ácaros podem se reproduzir de forma sexuada e assexuada. A reprodução por partenogênese pode ser facultativa ou ocorrer em algumas situações quando coexiste com a reprodução sexuada, ou pode se tornar essencial quando os machos são raros ou ausentes (DAMASCENO, 2008). Um fator biótico de grande importância envolvido na taxa de reprodução é a temperatura, a qual é responsável pela sua regulação (PEDRO-NETO et al., 2013).

Para o ácaro *T. bastosi* o desenvolvimento do ovo até a fase adulta entre machos e fêmeas varia, sendo de oito a 11 dias para as fêmeas e de oito a 10 dias para os machos (PEDRO-NETO et al., 2013). Porém, o desenvolvimento de *T. bastosi* em folhas de gérbera (*Gerbera jamesonii*, Asteraceae) pode variar de seis a 14 dias (SILVA et al., 2009). O período de incubação ocorre em torno de quatro dias para os dois sexos. Já o desenvolvimento das fases móveis (larvas, protoninfas e deutoninfas) ocorre em aproximadamente 36 horas para fêmeas, e em 24 horas para os machos (Figura 7). Em relação aos aspectos de longevidade, os machos apresentam um maior tempo de vida (PEDRO-NETO et al., 2013).

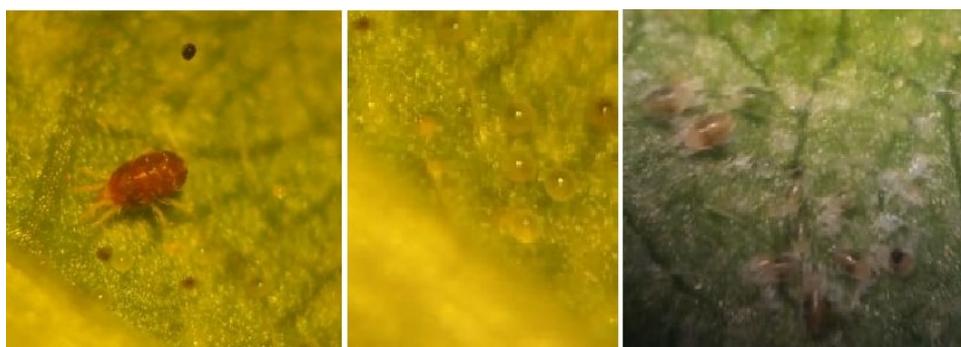


Figura 7: Fases de desenvolvimento do ácaro *Tetranychus bastosi*. BEZERRA, C. W.F. (2020)

O crescimento populacional dos ácaros está relacionado com fatores bióticos (tipo de reprodução), e abióticos, sendo os fatores climáticos os mais consideráveis, pois afetam o desenvolvimento da planta hospedeira, bem como a presença do seu inimigo natural

(DAMASCENO, 2008). Desta forma, a temperatura torna-se o fator climático de maior relevância pois suas variações podem ocasionar uma redução na população de ácaros. Outro fator de grande importância é a umidade relativa do ar, pois quando altas e/ou contínuas afetam o processo de oviposição, eclosão e o desenvolvimento das larvas, levando a uma redução no número de indivíduos (MORAES; FLECHTMANN, 2008).

A precipitação por sua vez, provoca danos às populações de ácaros por meio do aumento da umidade relativa, além de ocasionar uma lavagem nas folhas, fazendo com que os ácaros presentes sejam carregados e na maioria das vezes, mortos por afogamento (MORAES; FLECHTMANN, 2008).

Os tetraniquídeos possuem alto potencial como pragas em muitas espécies vegetais, principalmente em plantas da família Euphorbiaceae, como por exemplo o pinhão-manso, o qual é acometido principalmente pela espécie *T. bastosi* (ALBUQUERQUE et al., 2004; DANTAS et al., 2006). Isto é decorrente dos recursos proporcionados por essas plantas para o desenvolvimento reprodutivo do ácaro (LOFEGO et al., 2013), o que o torna um agente de grande importância na agricultura.

As plantas infestadas por ácaros tetraniquídeos apresentam disfunções, como, déficit hídrico e bloqueio na síntese de amido, o que causa um aumento na transpiração, e provoca o aparecimento de manchas nas folhas, deixando-as vulneráveis a doenças (DAMASCENO, 2008) (Figura 8).



Figura 8. Efeito do ataque do ácaro *Tetranychus bastosi* em folhas de pinhão-manso. BEZERRA, C. W. F. (2020).

4.1 Danos fisiológicos em plantas causados por ácaros Tetranychidae

Os primeiros relatos de injúrias provocadas por ácaros em plantas de importância econômica foram registrados na década de 1940, época em que se deu início a utilização de agrotóxicos sintéticos (MORAES; FLECHTMANN, 2008).

Os danos causados por ácaros são providos principalmente pelas perfurações das células na epiderme inferior das folhas e frutos verdes. Quando os ácaros tetraniquídeos se alimentam das folhas, eles introduzem os estiletos no tecido vegetal, seja na superfície superior ou inferior da folha, removendo o conteúdo celular (FLECHTMANN, 1983).

Quando os ácaros-praga ocorrem em altas densidades populacionais, provocam redução na taxa fotossintética em virtude dos danos sofridos pelo mesófilo foliar e, conseqüentemente, o fechamento dos estômatos, levando a uma redução significativa na quantidade de frutos e conseqüentemente em seu peso (FADINI et al., 2004). Normalmente os ácaros possuem preferência por folhas totalmente formadas ou por folhas na parte superior e inferior da copa de espécies arbóreas, e podem atacar os frutos se atingirem uma alta densidade populacional (MORAES; FLETCHMANN, 2008).

Os ácaros que atacam a área abaxial da folha provocam danos no parênquima lacunoso e um colapso nas células do parênquima paliçádico. Já os ácaros que se alimentam da área adaxial afetam as células do parênquima paliçádico e podem, ainda, causar danos ao parênquima lacunoso adjacente (ROGGIA, 2010).

Os ácaros da família Tetranychidae injetam reguladores de crescimento, toxinas, além de transmitirem vírus, acarretando sérios prejuízos às plantas. Por exemplo, *Tetranychus urticae*, quando se encontra em altas densidades populacionais, provocam o amarelecimento das folhas, redução na fotossíntese e, conseqüentemente, a queda precoce das folhas (CARVALHO et al., 2018). O ataque pode resultar inicialmente em uma coloração branca ou prateada da superfície da folha, passado para a cor amarela e, posteriormente, adquirindo uma coloração marrom em decorrência da oxidação da área atacada (ROGGIA et al., 2008). A ruptura das células, a ingestão da clorofila e a introdução da saliva pelos ácaros, leva uma disfunção nas folhas, provocando um aumento na transpiração foliar resultando em um bloqueio da síntese de aminoácidos e em um déficit hídrico (MORAES; FLECHTMANN, 2008).

Em plantas de mandioca, os ácaros tetraniquídeos, principalmente o ácaro verde (*Mononychellus tanajoa*, Acari: Tetranychidae) e o ácaro rajado (*Tetranychus urticae*, Acari: Tetranychidae), são comumente encontrados na parte inferior das folhas, geralmente em estações mais secas do ano e provocam danos significativos como: manchas cloróticas, deformação e quedas das folhas, bronzeamento e pontuações no limbo, e morte das gemas diminuindo a área foliar, e em decorrência disso, a taxa fotossintética (ROGGIA, 2010).

Em cafeeiros, por exemplo, é observado que o ataque reduz reservas que são fundamentais para a distinção floral (MORAES; FLECHTMANN, 2008). O ácaro-vermelho (*Oligonychus ilicis*), destroem as células reduzindo a fotossíntese o que acarreta uma menor produção vegetal. Esses mesmos efeitos são observados em algodoeiro em virtude do ataque de *T. urticae*, porém podem causar ainda avermelhamento da folha, necrose da área, levando a

uma queda das folhas e outras injúrias indiretas. Todos esses efeitos podem afetar características importantes das sementes, como por exemplo a formação de fibras (ESTEVE-FILHO et al., 2010).

Em pessegueiros os ácaros removem os tecidos superficiais das folhas e provocam a perda das primeiras camadas do tecido foliar, juntamente com a seiva, deixando as folhas amareladas próximo à nervura central e em toda sua extensão. Em infestações mais agressivas causam um bronzeamento no local atacado, reduzindo de forma qualitativa e quantitativa os frutos e podem agir como importantes vetores de virose (MONTES; RAGA; MINEIRO, 2010).

Em plantas de pinhão-manso (*Jatropha curca*, L. (Euphorbiaceae)), o ácaro *T. bastosi*, também conhecido como ácaro vermelho, atacam a folha nas proximidades das nervuras principais e no pecíolo, e se dispersam gradativamente por toda a área foliar, promovendo um padrão de manchas amarelas que posteriormente resulta na necrose e queda foliar (KAVALESKI et al., 2006).

Em plantas de soja o ataque é observado em plantas localizadas nas bordas das lavouras, bem como, em áreas sombreadas e em plantas sob condições de estresse. O bom desenvolvimento ocorre em condições de déficit hídrico ou em períodos de estiagens prolongadas e períodos de altas temperaturas (ROGGIA, 2010).

Condições de temperatura, umidade e precipitação, são fundamentais para a instalação, desenvolvimento e permanência de ácaros-praga em grandes culturas, porém vale ressaltar que o principal fator que interfere no estabelecimento da praga é a qualidade da planta hospedeira, demonstrando ser um fator dominante, pois sabe-se que alterações bioquímicas e fisiológicas interferem essencialmente no desenvolvimento e ciclo de ácaros fitófagos (CARVALHO et al., 2018).

5 Extratos naturais

Extratos são preparações realizadas a partir de resíduos vegetais (*e.g.* folha, caule, fruto, semente, raiz) com o intuito de se testar ou isolar por meio de métodos específicos (*e.g.* moagem e trituração), compostos químicos presentes em seu material vegetal (MARQUES, 2005). Os extratos naturais competem de forma positiva com os compostos sintéticos, pois são produzidos através de fontes naturais (MEIRELES, 2003).

5.1 Extrato de Juazeiro (*Ziziphus joazeiro*)

Popularmente conhecida como “juazeiro”, *Ziziphus joazeiro* (Euphorbiaceae), ocorre principalmente no semiárido brasileiro, destacando-se no domínio Caatinga, e é caracterizada por ser uma árvore de grande porte (Fernandes; Araújo, 2011; BRITO *et al.*, 2015). O gênero engloba cerca de 30 espécies (HEALD, 2004), das quais 9 espécies são encontradas no Brasil (FORZZA; DE JANEIRO, 2010).

O extrato de *Z. joazeiro* é rico em compostos químicos, principalmente ácido gálico, catequinas, ácido clorogênico, ácido caféico, ácido elágico, epicatequina, rutina, isoquercitrina, quercetina, quercitina, kaempferol, como demonstram as pesquisas elaboradas por Silva *et al.* (2011) e Brito *et al.* (2015). Esses compostos são responsáveis por várias atividades biológicas, dentre elas, antimicrobiana, de repelência, antioxidante, e podem atuar ainda como inseticidas naturais (BRITO *et al.*, 2015).

5.2 Extrato de Algarobeira (*Prosopis juliflora*)

A algarobeira, *Prosopis juliflora* (Leguminosae), é uma das espécies mais importantes para as regiões áridas, pois é responsável por uma elevada capacidade de fixação de nitrogênio em áreas secas e, além disso, atua como fonte de alimentação e de abrigo para várias espécies de animais (ALMARAZ-ABARCA *et al.*, 2007). Possui sua origem no Peru, porém foi introduzida no Brasil para ser utilizada como fonte de extração de madeira e de alimentação para animais, a partir de suas folhas e frutos (ANDRADE *et al.* 2009). Sua alta capacidade de

adaptação à regiões semiáridas tornou a algarobeira uma planta invasora, pois em decorrência disso e da falta de gestão em relação à sua introdução, a planta conseguiu se espalhar rapidamente, passando a competir por nutrientes com plantas nativas, demonstrando ter propriedades alelopáticas (NASCIMENTO *et al.*, 2014; DAMASCENO *et al.*, 2017).

Em relação aos compostos químicos da *P. juliflora*, é possível encontrar a presença de polissacarídeos (RINCÓN *et al.*, 2014), alcaloides, flavonoides e derivados fenólicos (IBRAHIM *et al.*, 2013), sendo estes extraídos de diferentes partes da planta (*e.g.* folhas, frutos e casca presente no caule) (DAMASCENO *et al.*, 2017). Essas propriedades químicas fazem da algarobeira uma fonte para diversos usos, como na medicina tradicional (KAYANI *et al.*, 2014), na área alimentícia, na indústria de cosméticos e na farmacologia (SINGH; SWAPNIL, 2011). Estudos recentes vêm demonstrando o interesse por parte dos pesquisadores em testar essas propriedades químicas no controle de pragas, especificamente a sua utilização como acaricida natural (MOGOLLÓN *et al.*, 2015).

6. Utilização de extratos vegetais no controle de ácaros praga

Com o uso exagerado e contínuo de inseticidas sintéticos para o combate de pragas que afetam diferentes culturas, houve a necessidade de desenvolver métodos que pudessem minimizar os efeitos tóxicos decorrentes do uso desses produtos. Em razão disso, pesquisadores têm procurados alternativas de baixo custo e que apresentem alta eficiência para o controle de pragas agrícolas (HOLTZ *et al.*, 2016).

A utilização de extratos vegetais para o controle de ácaros-praga é algo que vem sendo estudado com muita frequência entre os pesquisadores (SANTOS, 2018a). Estudos recentes mostram que diversas plantas possuem propriedades fitoquímicas (metabólitos secundários) capazes de causar danos às populações de ácaros (BARRÊTO; ARAÚJO; BONIFÁCIO, 2010). A presença de metabólitos secundários naturais fazem dos extratos uma alternativa para a

substituição ou redução dos inseticidas sintéticos, pois não trazem danos ao meio ambiente nem à espécie de planta cultivada (ROCHA et al., 2017).

6.1 Ação dos extratos vegetais sobre ácaros tetraniquídeos

Diferentes concentrações de extratos vegetais possuem respostas diferentes em relação ao crescimento populacional de ácaros tetraniquídeos. O trabalho elaborado por Siqueira *et al.* (2014), os quais avaliaram a atividade de diferentes extratos no ácaro verde da mandioca, *Mononychellus tanajoa* (Acari: Tetranychidae), demonstrou que as diferentes concentrações (1, 5, 10, 15, 20 e 25%) do extrato de juazeiro (*Z. joazeiro*) ocasionaram um declínio na população de *M. tanajoa*. Desta forma, é possível notar que o extrato de juazeiro (*Z. joazeiro*), possui propriedades acaricidas podendo ter atuado na inibição da alimentação, fato este que pode interferir no processo de fecundidade, bem como no desenvolvimento da protoninfa ao adulto (SIQUEIRA *et al.*, 2014). Essas observações também foram verificadas no trabalho de Pontes (2006), o qual testou a atividade do extrato de folhas de *Croton sellowii* (Baill) (Euphorbiaceae) sobre *T. urticae*.

Nascimento *et al.* (2018), estudando a eficiência do extrato de algarobeira sobre *T. bastosi*, observaram um efeito de repelência sobre este ácaro, tendo ocorrido uma maior taxa de mortalidade nas concentrações de 15, 20 e 25%, sendo esta última a que apresentou um maior índice de mortalidade (superior a 50% da população).

Foi observado que o extrato de folhas de juazeiro também é eficiente no controle do ácaro *T. ludeni* (principal ácaro do algodoeiro), como demonstrado no trabalho de Ferraz et al., (2017). Os autores observaram que a CL₅₀ do extrato de juazeiro provocou mortalidade aproximadamente 76% na população de *T. ludeni*, além de apresentar efeito repelente.

6.2 Ação dos extratos vegetais sobre *Stethorus*

Pouco se sabe sobre o efeito de extratos vegetais sobre predadores Stethorini. Entretanto, por serem predadores naturais dos ácaros tetraniquídeos é de suma importância estudos dessa natureza, de maneira a avaliar se o uso de extratos como acaricidas naturais podem reduzir a eficiência destes predadores no controle biológico de ácaros-praga.

Nesse sentido, até o presente momento só foram encontrados disponíveis na literatura poucos estudos acerca de extratos de origem vegetal sobre a joaninha *Stethorus gilvifrons* Mulsant. (Tetranychidae), a qual esteve associada principalmente aos ácaros tetraniquídeos *Oligonychus coffeae* Nietner e *T. urticae* (Sarmah et al., 2009; Sarmah, 2016).

Sarmah et al. (2009) avaliaram a utilização de diferentes extratos vegetais aquosos - *Acorus calamus* (Araceae), *Xanthium strumarium* (Compositae), *Polygonum hydropiper* (Polygonaceae) e *Clerodendron infortunatum* (Verbenaceae) sobre o ácaro *O. coffeae* e sobre *S. gilvifrons*. Os autores não observaram efeito significativo dos extratos sobre a capacidade predatória da joaninha, mas houve efeito ovicida, o qual chegou a reduzir em 87% a viabilidade dos ovos do predador. Isso demonstra que os compostos dos extratos afetaram a fisiologia do predador *S. gilvifrons*, podendo interferir na sua ação como agente de controle biológico.

Keratum et al. (2010) avaliaram o efeito tóxico de seis componentes com diferentes modos de ação, sendo três acaricidas (abamectin, ethion e chlorfenapyr), um piretróide (cyhalothrin), um óleo mineral (Nat- 1) e um extrato de *Allium sativum* (Liliaceae)) sobre ovos e fêmeas adultas do ácaro *T. urticae*, e sobre fêmeas adultas dos seus predadores *Amblyseius gossipi*, *Phytoseiulus macropilis* e *S. gilvifrons*. Os autores concluíram que o óleo mineral e o extrato de *A. sativum* foram os compostos mais seguros para os adultos dos predadores avaliados no estudo.

Mamun et al. (2015) avaliaram a toxicidade das plantas *Polygonum hydropiper*, *Xanthium strumarium*, *Datura metel*, *Lantana camara*, *Swietenia mahagoni* e *Azadirachta indica*, em diferentes concentrações (2,5; 5,0 e 10,0%) sobre o ácaro-vermelho *Oligonychus*

coffaeae. Além disso, também avaliaram o efeito dos extratos dessas plantas sobre a mortalidade de dois predadores, incluindo *S. gilvifrons*. Os autores observaram que a aplicação dos biopesticidas não afetaram os predadores mesmo utilizando-se a maior concentração, sugerindo sua utilização no manejo de *O. coffeae* para a diminuição do uso produtos sintéticos.

Sarmah (2016) analisou o efeito do extrato proveniente de sementes de *A. indica*, em diferentes concentrações (1, 2, 4, 6, 8 e 10 %), sobre adultos de *O. coffeae* e, ainda, sobre a sobrevivência da joaninha *S. gilvifrons*, tendo observado que a aplicação desses extratos nos diferentes estágios de vida de *S. gilvifrons* não mostrou efeito adverso no crescimento e desenvolvimento do inseto, sendo considerado seguros mesmo na concentração de 10%.

Handique et al. (2017) realizaram estudos laboratoriais e de campo para avaliar a eficácia de extratos aquosos das plantas *Sapindus mukorossi*, *Nyctanthes arbor-tristis* e *Phlogacanthus thyriformis* sobre o ácaro vermelho *O. coffeae*, e observaram que esses extratos não causaram mortalidade ou diminuição na eficácia de predação dos adultos e larvas do quarto ínstar de *Stethorus aptus* Kapur, um predador natural de *O. coffeae*.

Com base nisso, é de sua importância o desenvolvimento de estudos que avaliem os efeitos dos extratos vegetais utilizados no controle de ácaros-praga sobre diferentes representantes de Stethorini, como por exemplo, *S. tridens*, a fim de se buscar alternativas para sua otimização como agente de controle biológico, em associação com o uso de acaricidas naturais, na cultura do pinhão-manso ou em outras culturas de importância agrícola.

7. CONSIDERAÇÕES FINAIS

Os representantes da tribo Stethorini são eficientes na utilização como inimigos naturais de ácaros fitófagos da família Tetranychidae, sendo os mais utilizados *Stethorus punctillum*, *Stethorus gilvifrons* e *Stethorus tridens*. Estes coleópteros vêm sendo utilizados para o manejo dos ácaros dos gêneros *Tetranychus* (principalmente *T. urticae*), *Panonychus* e *Oligonychus*, as

quais são pragas que possuem uma ampla distribuição geográfica e acometem diversas culturas de importância econômica. Além do controle biológico, a utilização de compostos naturais no controle de ácaros é algo que vem ganhando destaque entre os pesquisadores em todo mundo. Com base nisso, é de fundamental importância a realização de estudos que mostrem os efeitos causados pelos compostos naturais sobre os inimigos naturais, organismos não-alvo e seus efeitos fitotóxicos, considerando-se que tais substâncias sejam mais seguras e ofereçam menos riscos aos ecossistemas, com vistas a beneficiar produtores e consumidores. Assim, os extratos vegetais poderão, inclusive, ser utilizados como alternativa a inseticidas/acaricidas químicos sintéticos na agricultura convencional, ou até na orgânica, desde que pesquisas mais aprofundadas e estudos associando diferentes métodos de manejo de ácaros e insetos-praga sejam desenvolvidos e forneçam mais subsídios.

7. REFERÊNCIAS

AKSIT, T.; ÇAKMAK, I.; ÖZER, G. Effect of temperature and photoperiod on development and fecundity of an acarophagous ladybird beetle, *Stethorus gilvifrons*. **Phytoparasitica**, v. 35, n. 4, p. 357–366, 2007.

ALBUQUERQUE, F. A. et al. **Ocorrência do ácaro *Polyphagotarsonemus latus* Banks (Acari: Tarsonemidae) sobre plantas de pinhão manso, *Jatropha curcas* L., (Euphorbiaceae), no estado da Paraíba. Fábio. 2º Congresso Brasileiro de Mamona. Anais.2004.**

ALI, A.; AHMAD, S.; ALI, H. Effect of Temperature on immature stages of small slack ladybird beetle *Stethorus punctum*, Leconte (Coleoptera : Coccinellidae) and percent mortality. **Entomologia Generalis**, v. 35, n. 2, p. 129–136, 2014.

ÁLVAREZ-ALFAGEME, F. et al. Prey mediated effects of Bt maize on fitness and digestive physiology of the red spider mite predator *Stethorus punctillum* Weise (Coleoptera : Coccinellidae). **Transgenic Research**, v. 17, p. 943–954, 2008.

ALVES, L. F. A.; OLIVEIRA, D. G. P. Short communication *Parastethorus histrio* (Chazeau) (Coleoptera : Coccinellidae) predator of the red mite *Oligonychus yothersi* (McGregor) (Acari : Tetranychidae), on Paraguay tea (*Ilex paraguariensis* A . St . Hil.) in Brazil. **Brazilian Journal of Biosciences**, v. 7, n. 2, p. 229–230, 2009.

ALMARAZ-ABARCA, N. et al. Antioxidant activity of polyphenolic extract of monofloral honeybee-collected pollen from mesquite (*Prosopis juliflora*, Leguminosae). **Journal of Food Composition and Analysis**, v. 20, n. 2, p. 119-124, 2007.

ANDRADE, L. A. D.; FABRICANTE, J. R.; OLIVEIRA, F. X. D. Invasão biológica por *Prosopis juliflora* (Sw.) DC.: impactos sobre a diversidade e a estrutura do componente arbustivo-arbóreo da caatinga no Estado do Rio Grande do Norte, Brasil. **Acta Botânica Brasilica**. v.23, p.935–943 (2009).

ARBABI, M.; SINGH, J. Biology of *Stethorus punctillum*, a Potential Predator of *Tetranychus ludeni*. **Tunisian Journal of Plant Protection**, v. 3, n. 2, p. 96–100, 2008.

ASSIS, R. L. Desenvolvimento rural sustentável no Brasil: perspectiva a partir da integração de ações públicas e privadas com base na agroecologia. **Economia Aplicada**. v.10 (1), p. 75-89. 2006.

BAILEY, P.; CAON, G. Predation on Twospotted Mite, *Tetranychus urticae* Koch (Acarina : Tetranychidae) by *Haplothrips victoriensis* Bagnall (Thysanoptera : Phlaeothripidae) and *Stethorus nigripes* Kapur (Coleoptera : Coccinellidae) on Seed Lucerne Crops in South Australia. **Australian Journal Zoology**, v. 34, p. 515–525, 1986.

BARBAR, Z.; KERHILI, S.; ASLAN, L. H. Daily Consumption and Predation Rate of Different *Stethorus gilvifrons* (Mulsant) (Coleoptera : Coccinellidae) Stages on *Panonychus citri* (McGregor) (Acari : Tetranychidae). **Egyptian Journal of Biological Pest Control**, v. 26, n. 2, p. 413–417, 2016.

BARRÊTO, A. F.; ARAÚJO, E.; BONIFÁCIO, B. F. Eficiência de extratos de Agave sisalana (Perrine) sobre o ácaro rajado *Tetranychus urticae* (Koch) e ocorrência de fitotoxidez em plantas de algodoeiro (*Gossypium hirsutum* L. r *latifolium* Hutch). **Revista Brasileira de Agroecologia**, v. 5, n. 2, p. 207-215, 2010.

BARKER, G. M. Gastropods on Land: Phylogeny, Diversity and Adaptive Morphology. **The Biology of Terrestrial Molluscs**, n. July, p. 1–146, 2001.

BARZMAN, M. et al. Eight principles of integrated pest management. **Agronomy for Sustainable Development**. v. 35, p. 1199–1215, 2015.

BAYOUMY, M. H.; OSMAN, M. A.; MICHAUD, J. P. Host Plant Mediates Foraging Behavior and Mutual Interference Among Adult *Stethorus gilvifrons* (Coleoptera : Coccinellidae) Preying on *Tetranychus urticae* (Acari : Tetranychidae) Host Plant Mediates Foraging Behavior and Mutual Interference Among Adul. **Entomological Society of America**, v. 43, n. 5, p. 1309–1318, 2014.

BELGRAD, B. A.; GRIFFEN, B. D.; BELGRAD, B. A. Predator – prey interactions mediated by prey personality and predator hunting mode. **The Royal Society**. v. 283, p. 1-8, 2016.

BELLO, J. C. R.; GONZÁLES, G. F.; KONDO, T. First record of the spider mite predator, *Stethorus tridens* gordon (Coleoptera: Coccinellidae) preying upon the red avocado mite, *Oligonychus yothersi* McGregor (Acari: Tetranychidae). **Boletín del Museo de Entomología de la Universidad del Valle**, v. 11, n. 2, p. 15–19, 2010.

BIDDINGER, D. J.; WEBER, D. C.; HULL, L. A. Coccinellidae as predators of mites : Stethorini in biological control. **Biological Control**, v. 51, n. 2, p. 268–283, 2009.

BISWAS, G. C.; ISLAM, W.; HAQUE, M. M. Biology and predation of *Stethorus punctillum* weise (Coleoptera: Coccinellidae) feeding on *Tetranychus urticae* koch. **Bioscience Journal**, v. 15, p. 1–5, 2007.

BOREL, B., 2017. When the pesticides run out. **Nature** 543, 302–304

BRITO, S. M. O. *et al.* Analysis of bioactivities and chemical composition of *Ziziphus joazeiro* Mart. using HPLC–DAD. **Food chemistry**, v. 186, p. 185-191, 2015.

BRITTO, E. P. J. *et al.* Predation and reproductive output of the ladybird beetle *Stethorus tridens* preying on tomato red spider mite *Tetranychus evansi*. **BioControl**, v. 54, p. 363–368, 2009.

BRITTON, B. E. B.; LEE, B. *Stethorus loxtoni* sp. N. (Coleoptera: Coccinellidae) a newly-discovered predator of the two-spotted mite. **Journal australian entomological society**, v. 11, p. 55–60, 1972.

CARVALHO, N. L. *et al.* Ácaros fitófagos em plantas cultivadas e os fatores que interferem em sua dinâmica populacional. **Revista Eletrônica Técnico-científico do IFSC**, v. 2, n. 7, p. 4–17, 2018.

CHARLES, J. G.; COLLYER, E.; WHITE, V. Integrated control of *Tetranychus urticae* with *Phytoseiulus persimilis* and *Stethorus bifidus* in commercial raspberry gardens. **New Zealand Journal of Experimental Agriculture**, v. 13, p. 37–41, 1985.

CHAZEAU, J. Évaluation de l'action prédatrice de *Stethorus madecassus* [Coléoptère: Coccinellidae] sur *Tetranychus neocaledonicus* (Acarien: Tetranychidae). **Entomophaga**, v. 19, n. 2, p. 183–193, 1974.

CHAZEAU, J. Deux prédateurs de Tetranychidae en nouvelle-guinee : *Stethorus exspectatus* sp. et *Stethorus exsultabilis* sp. (Col. : Coccinellidae). **Entomophaga**, v. 28, n. 4, p. 373–374, 1983.

CHEN, J. Y. *et al.* Application of spatial analysis technique in searching behaviors research of insects : a case study of *Stethorus parapauperculus*. **he Journal of Animal & Plant Sciences**, v. 25, p. 95–98, 2015.

COCK, M. J. W. *et al.* Do new Access and Benefit Sharing procedures under the convention on biological diversity threaten the future of biological control ? Conference of Parties. **BioControl**. v. 55, p. 199–218, 2010.

COSTA, J. F. Parâmetros biológicos e potencial de predação de *Stethorus* SP. GORDON (COL: COCCINELLIDAE) sobre *Tetranychus bastosi* TUTTLE, BAKER & SALES, 1977 (ACARI: TETRANYCHIDAE) em pinhão-mansão. **Dissertação** (Mestrado em Produção Vegetal) 62f. Universidade Federal Rural de Pernambuco, Unidade Acadêmica de Serra Talhada. 2016.

COSTA, J. F. *et al.* Functional and numerical responses of *Stethorus tridens* Gordon (Coleoptera: Coccinellidae) preying on *Tetranychus bastosi* Tuttle, Baker & Sales (Acari: Tetranychidae) on physic nut (*Jatropha curcas*). **Biological Control**, 2017.

- DAANE, K. M.; WANG, X.; NIETO, D. J. Classic biological control of olive fruit fly in California, USA : release and recovery of introduced parasitoids. **BioControl**, v. 60, n. 3, p. 317–330, 2015.
- DAMASCENO, M. R. A. Ácaros associados a espécies vegetais cultivadas na região semiárida de Minas Gerais, Brasil (Doctoral dissertation, **Dissertação** de Mestrado, Universidade Estadual de Montes Claros-Unimontes, Janaúba, Minas Gerais. 131pp. 2008.
- DAMASCENO, G. A. B.; FERRARI, M.; GIORDANI, R. B. *Prosopis juliflora* (SW) DC, an invasive specie at the Brazilian Caatinga: phytochemical, pharmacological, toxicological and technological overview. **Phytochemistry reviews**, v. 16, n. 2, p. 309-331, 2017.
- DANTAS, J. A. et al. Efeito da salinidade sobre o crescimento e composição mineral de seis clones de *Pennisetum*. **Revista Ciência Agronômica**, v. 37, n. 1, p. 97–101, 2006.
- EDWARDS, B. A. B.; HODGSON, P. J. The toxicity of commonly used orchard chemicals to *Stethorus nigrzpes* (Coleoptera: Coccinellidae). **Journal Australian Entomological Society**. v. 12, p. 222–224, 1973.
- ESTEVE-FILHO, A. B. et al. Biologia Comparada e Comportamento de *Tetranychus urticae* Koch (Acari : Tetranychidae) e *Phytoseiulus macropilis* (Banks) (Acari : Phytoseiidae) em Algodoeiro Bollgard TM e Isolinha não-Transgênica. **Neotropical Entomology**, v. 39, n. 3, p. 338–344, 2010.
- FADINI, M. A. M. et al. Herbivoria de *Tetranychus urticae* Koch (Acari : Tetranychidae) Induz Defesa Direta em Morangueiro? **Neotropical Entomology**, v. 33, n. 3, p. 293–297, 2004.
- FELLAND, A. A.; HULL, C. M. Overwintering of *Stethorus punctum* punctum (Coleoptera : Coccinellidae) in Apple Orchard Ground Cover. **Entomological Society of America**, v. 25, n. 5, p. 972–976, 1996.
- FERNANDES, D. R. R.; ARAÚJO, E. L. Occurrence of *Zaprionus indianus* Gupta (Diptera: Drosophilidae). In “Juazeiro” Fruits *Ziziphus Joazeiro* Mart. (Rhamnaceae) in the state of Rio Grande Do Norte, Brazil. **Revista Brasileira De Fruticultura**, v. 33, 1356–135, 2011.
- FIABOE, K. K. M. et al. Bionomics of the acarophagous ladybird beetle *Stethorus tridens* fed *Tetranychus evansi*. **Journal of Applied Entomology**, v. 131, n. 5, p. 355–361, 2007.
- FIABOE, K. K. M. et al. Surveys for natural enemies of the tomato red spider mite *Tetranychus evansi* (Acari: Tetranychidae) in northeastern and southeastern Brazil. **Zootaxa**, v. 1395, p. 33–58, 2007.
- FIELD, R. P. Integrated pest control in victorian peach orchards: the role of *Stethorus* spp. (Coleoptera: Coccinellidae). **Journal Australian entomological society**, v. 18, p. 315–322, 1979.
- FLECHTMANN, C. H. W. Ácaros de importância agrícola. 5. ed. São Paulo: Livraria Nobel, 1983.

- FORZZA, R. C.; DE JANEIRO, J. B. D. R. Catálogo de plantas e fungos do Brasil. Rio de Janeiro: Jardim Botânico do Rio de Janeiro, 2010.
- FRANCO, D. A. DE S.; GABRIEL, D. Aspectos fitossanitários na cultura do pinhão manso (*Jatropha curcas*) Para produção de biodiesel. **Biológico**, v. 70, n. 2, p. 63–64, 2008.
- FRANCO, R. A. et al. In fl uência da Teia de *Oligonychus ilicis* (McGregor) (Acari : Tetranychidae) sobre os Fitoseídeos Predadores Associados. **Biological Control**, v. 39, n. 1, p. 1–5, 2010.
- FOURNIER, V. et al. Augmentative releases of predatory mites on papaya in Hawaii: failures and success. In: 1st **International Symposium on Biological Control of Arthropods Honolulu, Hawaii, USA, January** p.14–18, 2002.
- FU, Y. G. et al. Effects of temperature on predatory functional responses of *Stethorus parapauperculus* to *Tetranychus piercei* adults. **Chinese Journal of Ecology**. v.26, n. 9, p. 1397-1401, 2007.
- GANJISAFFAR, F.; PERRING, T. M. Prey stage preference and functional response of the predatory mite *Galendromus flumenis* to *Oligonychus pratensis*. **Biological control**, v. 82, p. 40–45, 2015.
- GENCER, N. S. et al. Olfactory response of the ladybird beetle *Stethorus gilvifrons* to two preys and herbivore-induced plant volatiles. **Phytoparasitica**, v. 37, p. 217–224, 2009.
- GODHANI, H.; SHUKLA, A. Population dynamics of *Stethorus Pauperculus* Weise (Coleoptera : Coccinellidae) population dynamics of *Stethorus pauperculus* weise. **Indian Journal of Entomology**, v. 77, n. 4, p. 330–338, 2015.
- GUTIERREZ, J.; CHAZEAU, J. Cycles de developpement et tables de vie de *Tetranychus neocaledonicus* (A: Tetranychidae) et d'un de ses principaux predateurs a madagascar stethorus madecassus Chazeau (Coccinellidae). **Entomophaga**, v. 17, n. 3, p. 273–295, 1972.
- HANDIQUE et al. Use of some plant extracts for management of red spider mite, *Oligonychus coffeae* (Acarina: Tetranychidae) in tea plantations. **International Journal of Tropical Insect Science**, v.37, n. 4, p.234-242, 2017.
- HANDOKO; AFFANDI. Life-history traits of *Stethorus gilvifrons* (MULSANT) (Coleoptera: Coccinellidae) on phytophagous mites *Eutetranychus orientalis* Klein (Acari : Tetranychidae). **Agrivita**, v. 34, n. 1, p. 1–8, 2012.
- HEALD, S. V.; RHAMNACEAE. I. N. N.; SMITH, S. A.; MORI, A.; HENDERSON, D. W.; STEVENSON. S. V.; HEALD (EDS.), Flowering Plants of the Neotropics (pp. 323–324). New Jersey: Princeton University Press. (2004).
- HEPHIZLI, P.; KUMRAL, N. A. Determination of susceptibility to insecticides and acaricides along with enzymatic characteristics in the different ladybird beetle *Stethorus gilvifrons* (Muls.) (Coleoptera: Coccinellidae) populations. **Turkish Journal of Entomology**, v. 36, n. 4, p. 571–584, 2012.

- HOLTZ, A. M. et al. Toxicidade de extratos de pinhão manso ao ácaro-rajado, *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae). **Magistra**, v. 28, n. 1, p. 74–80, 2016.
- HOY, M. A.; SMITH, K. B. Evaluation of *Stethorus nigripes* (Coleoptera: Coccinellidae) for biological control of spider mites in California almond orchards. **Entomophaga**, v. 27, n. 3, p. 1977–1978, 1982.
- IBRAHIM, M.; et al. Phytochemical analyses of *Prosopis juliflora* Swartz DC. **Pak Journal Botanica**. v.45, p. 2101–2014, 2013.
- IMANI, Z.; SHISHEHBOR, P.; SOHRABI, F. Journal of Asia-Pacific Entomology the effect of *Tetranychus turkestanii* and *Eutetranychus orientalis* (Acari : Tetranychidae) on the development and reproduction of *Stethorus gilvifrons* (Coleoptera : Coccinellidae). **Journal of Asia-Pacific Entomology**, v. 12, n. 4, p. 213–216, 2009.
- JAMIESON, L. E.; CHAANAGAN, A.; CHARLES, J. G. Predation of citrus red mite (*Panonychus citri*) by *Stethorus* sp. and *Agistemus longisetus*. **New Zealand Plant Protection**. v. 61, p. 314-321, 2008.
- JAMOUR, T. K.; SHISHEHBOR, P. Host plant effects on the functional response of *Stethorus gilvifrons* to strawberry spider mites. **Biocontrol Science and Technology**, v. 22, n. 1, p. 101–110, 2012.
- KAUFMAN, P. B.; CSEKE, L. J.; WARBER, S.; DUKE, J. A.; BRIELMANN, H. L. Natural products from plants. **Boca Raton: CRC Press, FL**, 1999.
- KAYANI, S. et al. Ethnobotanical uses of medicinal plants for respiratory disorders among the inhabitants of Gallies–Abbottabad, Northern Pakistan. **Journal Ethnopharmacol.** V. 156, p.47–60, 2014.
- KERATUM, Y. et al. Comparative efficiency of pesticides and some predators to control spider mites: i-toxicological studies of some environmentally safe chemicals against the two spotted spider mite, *Tetranychus urticae* and their predators *Amblyseius gossipi*, *Phytoseiulus macropilis* and *Stethorus gilvifrons*. **Journal Plant Protection and Path.**, v.1, n.12, p.1049 - 1063, 2010.
- KHAN, I.; SPOONER-HART, R. Temperature-dependent development of immature stages of predatory ladybird beetle *Stethorus vagans* (Coleoptera : Coccinellidae) at constant and fluctuating temperatures. **Acta Zoologica Academiae Scientiarum Hungaricae**, v. 63, n. 1, p. 83–96, 2017.
- KISHIMOTO, H. Development and oviposition of predacious insects, *Stethorus japonicus* (Coleoptera : Coccinellidae), *Oligota kashmirica* benefica (Coleoptera : Staphylinidae), and *Scolothrips takahashii* (Thysanoptera : Thripidae) reared on different spider mite spe. **Applied Entomology and Zoology**, v. 38, n. 1, p. 15–21, 2003.
- KISHIMOTO, H. et al. Identification of prey consumed by *Stethorus punctum picipes* (Casey) (Coleoptera : Coccinellidae) in tree fruit and vines in Washington State , USA. **International Journal of Acarology**, v. 37, n. 1, p. 37–41, 2011.

KISHIMOTO, H.; ADACHI, I. Predation and oviposition by predatory *Stethorus takahashii* in egg patches of various spider mite species. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v. 128, p. 294–302, 2008.

KISHIMOTO, H.; ADACHI, I. Effects of sucrose on survival and oviposition of the predacious insects *Stethorus japonicus* (Coleoptera : Coccinellidae), *Oligota kashmirica* *benefica* (Coleoptera : Staphylinidae), and *Scolothrips takahashii* (Thysanoptera : Thripidae). **Applied Entomology and Zoology**, v. 45, n. 4, p. 621–626, 2010.

KOGAN, M. 1998. Integrated pest management: historical perspectives and contemporary development. **Annual Review of Entomology**. 43: 243-270.

KOVALESKI, A.; FERLA, N. J.; BOTTON, M.; PINET, S. M. J. Produção e morangos no sistema hidropônico. **EMBRAPA**. 2006. Disponível em: <https://sistemasdeproducao.cnptia.embrapa.br/FontesHTML/Morango/MorangoSemiHidropnico/referencias.htm>

KUMRAL, N. A. et al. A comparative evaluation of the susceptibility to insecticides and detoxifying enzyme activities in *Stethorus gilvifrons* (Coleoptera : Coccinellidae) and *Panonychus ulmi* (Acarina : Tetranychidae). **International Journal of Acarology**, v. 37, n. 3, p. 255–268, 2011.

KUMRAL, N. A.; ÇOBANOĞLU, S.; YALÇIN, C. Sub-lethal and lethal effects of *Datura stramonium* L. leaf extracts on the European red mite *Panonychus ulmi* (Koch) (Acari : Tetranychidae) and its predator, *Stethorus gilvifrons* (Muls.) (Col. : Coccinellidae). **International Journal of Acarology**, v. 38, n. 6, p. 494–501, 2013.

KUNDOO, A. A.; KHAN, A. A. Coccinellids as biological control agents of soft bodied insects : A review Coccinellids as biological control agents of soft bodied insects : A review. **Journal of Entomology and Zoology Studies**, v. 5, n. 5, p. 1362–1373, 2017.

LATIFIAN, M. Foraging and functional response of the predator, *Stethorus gilvifrons* Mulsant. (Coleoptera : Coccinellidae), Fed on the date palm spider mite, *Oligonychusa afrasiaticus* McGregor (Acari: Tetranychidae). **Egyptian Journal of Biological Pest Control**, v. 27, n. 1, p. 93–99, 2017.

LEPPLA, N.C.; WILLIAMS, D.W. Mass rearing beneficial insects and the renaissance of biological control. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**. v. 27: 231-238. 1992.

LI, Y.; ROMEIS, J. Bt maize expressing Cry3Bb1 does not harm the spider mite, *Tetranychus urticae*, or its ladybird beetle predator, *Stethorus punctillum*. **Biological Control**, v. 53, n. 3, p. 337–344, 2010.

LOFEGO, A. C. et al. Mites (Acari) associated with three species of the genus *Jatropha* (Euphorbiaceae) in Brazil, with emphasis on *Jatropha curcas* Mites (Acari) associated with three species of the genus *Jatropha* (Euphorbiaceae) in Brazil, with emphasis on *Jatropha*. **Systematic & Applied Acarology**. v. 18, n. 4, p. 411–423, 2013.

MAEDA, T. et al. Mixture of synthetic herbivore-induced plant volatiles attracts more *Stethorus punctum* *picipes* (Casey) (Coleoptera : Coccinellidae) than a single volatile.

Journal Insect Behavior, v. 28, p. 126–137, 2015.

MAMUN, M. S. A. et al. Evaluation of some indigenous plant extracts against red spider mite, *Oligonychus coffeae* Nietner (Acari: Tetranychidae) in tea. **Persian Journal of Acarology**, v. 4, n. 4, p. 425–435, 2015.

MARANGONI, C., DE MOURA, N. F., & GARCIA, F. R. M. Utilização de óleos essenciais e extratos de plantas no controle de insetos. **Revista de ciências ambientais**, v. 6, n. 2, p. 92-112. 2013.

MARQUES, L.C. Preparação de extratos vegetais. **Jornal Brasileiro de Fitomedicina**, 3: 74-76. 2005.

MATTER, M. M. et al. Impact of temperature and prey density on the predacious capacity and behaviour of *Stethorus punctillum* Weise. **Archives of Phytopathology and Plant Protection**, v. 44, n. 2, p. 127–134, 2011.

McMUTRY, J. A.; SCRIVEN, G. T.; MALONE, R. S. Factors Affecting Oviposition of *Stethorus plClpes* (Coleoptera: Coccinellidae), with Special Reference to Photoperiod. **Environmental Entomology**. v. 3, n. 1, p. 123-127, 1974.

MEHRKHOUS, F.; FATHIPOUR, Y.; ASGHAR, A. Population Density and Spatial Distribution Patterns of *Tetranychus urticae* (Acari, Tetranychidae) and its Predator *Stethorus gilvifrons* (Coleoptera: Coccinellidae) on Different Agricultural Crops. **Journal of the Entomological Research Society**, v. 10, n. 2, p. 23–36, 2008.

MEIRELES, M.A.A. Extraction of Bioactive Compounds from Latin American plants. In: MARTINEZ, J. (Org.). Supercritical fluid extraction of nutraceuticals and bioactive compounds. Boca Raton: CRC Press - Taylor & Francis Group, p.243-274. 2008.

MENDES, A. L. S. **Análise de manejo integrado de pragas (MIP) na sojicultura da microregião de Chapadinha**. Monografia (Universidade Federal do Maranhão). 31p. 2017.

MOGOLLÓN, J. P; VERA, M. C.; MARTÍNEZ, A. Efecto de los plaguicidas sobre la calidad química y biológica del suelo en sistemas de producción de hortalizas del semiárido venezolano. **Química Viva**, v. 14, n. 1, 2015.

MONTES, S. M. N. M; RAGA, A.; MINEIRO, J. L. C. Avaliação da acarofauna em pessegueiros sob efeito de fungicidas Sônia. **Pesquisa e Tecnologia**, v. 7, n. 1, p. 7, 2010.

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

MORI, K.; NOZAWA, M.; ARAI, K. Life-history traits of the acarophagous lady beetle, *Stethorus japonicus* at three constant temperatures. **BioControl**, v. 50, p. 35–51, 2005.

NASCIMENTO, C. E. S.; TABARELLI, M.; SILVA, C. A. D. et al. The introduced tree *Prosopis juliflora* is a serious threat to native species of the Brazilian Caatinga vegetation. **Sci Total Environ**, v. 481, p.108–113, 2014.

- OSMAN, M. A.; BAYOUMY, M. H. Effect of Prey Stages of the Two-Spotted Mite *Tetranychus urticae* on Functional Response of the Coccinellid Predator *Stethorus gilvifrons*. **Acta Phytopathologica et Entomologica Hungarica**, v. 46, n. 2, p. 277–288, 2011.
- PARRA, J.R.P. Insect rearing techniques for Biological Control Programs = Técnicas de Criação de Insetos para Programas de Controle Biológico. FEALQ, Piracicaba, SP, Brazil (in Portuguese). 2001.
- PARRA, J. R. P.; BOTELHO, P. S. M.; CORRÊA-FERREIRA, B. S.; BENTO, J. M. S. Controle Biológico no Brasil: Parasitóides e predadores. São Paulo: MANOLE, 609p. 2002.
- PARRA, R. J. P. Biological Control in Brazil : An overview. **Scientia Agricola**, v. 71, n. 5, p. 420–429, 2014.
- PEDRO-NETO, M. et al. Biologia e tabela de vida do ácaro - vermelho *Tetranychus bastosi* em pinhão - manso. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 48, n. 4, p. 353–357, 2013.
- PERUMALSAMY, K.; SELVASUNDARAM, A. E. R. Life table and predatory efficiency of *Stethorus gilvifrons* (Coleoptera : Coccinellidae), an important predator of the red spider mite, *Oligonychus coffeae* (Acari : Tetranychidae), infesting tea. **Experimental and Applied Acarology**, v. 50, p. 141–150, 2009.
- PETERSON, P. G.; MCGREGOR, P. G.; SPRINGETT, B. P. Density dependent prey-feeding time of *Stethorus bifidus* (Coleoptera: Coccinellidae) on *Tetranychus lintearius* (Acari: Tetranychidae). **New Zealand Journal of Zoology**, v. 27, p. 41–44, 2000.
- PICANÇO, M. C. **Manejo integrado de pragas**. Dissertação (Universidade Federal de Viçosa). 146p. 2010.
- PLAUT, H. N. On the phenology and control value of *Stethorus punctillum* weise as a predator of *Tetranychus cinnabarinus* Boisd. In Israel. **Entomophaga**, v. 10, n. 2, p. 133–137, 1965.
- POLLOCK, D. A.; MICHELS JR, G. J. Bionomics and Distribution of *Stethorus caseyi* Gordon & Chapin (Coleoptera : Coccinellidae), with **Description of the Mature Larva**. v. 32, n. 3, p. 143–147, 2007.
- PONTES, W. J. T. **Efeito de extratos vegetais e óleos essenciais de espécies nativas de Pernambuco sobre o ácaro rajado *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae)**. 2006. 99 f. Dissertação (Mestrado em Entomologia Agrícola) Universidade Federal Rural de Pernambuco, Recife, 2006.
- POORANI, J. *Stethorus* spp. (Coleoptera: Coccinellidae) predatory on *Schizotetranychus hindustanicus* (Hirst) (Acari: Tetranychidae) from South India, including a new species and a new synonymy in Indian *Stethorus*. **Zootaxa**, v. 4277, n. 4, p. 591–599, 2017.
- PRETTY, J.; BHARUCHA, Z. P. Sustainable intensification in agricultural systems. n. **Annals of Botany**, 1911, p. 1571–1596, 2014.
- RAGKOU, V. S. et al. Daily Consumption and Predation Rate of Different *Stethorus*

punctillum Instars Feeding on *Tetranychus urticae*. **Phitoparasitica**, v. 32, n. 2, p. 154–159, 2004.

RATTANATIP, J.; SIRI, N.; CHANDRAPATYA, A. Comparative biology and life table of *Stethorus pauperculus* (Weise) and *S. siphonulus* Kapur (Coleoptera : Coccinellidae) fed on *Tetranychus urticae* Koch (Acari : Tetranychidae) in Thailand. **Thai Journal of Agricultural Science**, v. 41, n. 3–4, p. 117–126, 2008.

RAWORTH, D. A. Development, larval voracity, and greenhouse releases of *Stethorus punctillum* (Coleoptera: Coccinellidae). **The Canadian Entomologist**, v. 133, p. 721–724, 2001.

RAWORTH, D. A.; ROBERTSON, M. C. Occurrence of the spider mite predator *Stethorus punctillum* (Coleoptera: Coccinellidae) in the Pacific Northwest. **Journal Australian entomological society c**, v. 99, p. 81–82, 2002.

RAYL, R. J. et al. Conservation Biological Control of Insect Pests. **Sustainable Agriculture Reviews**, p. 103-124, 2018.

REYES, J. C.; GONZÁLES, G. F. ; KONDO, T. First record of the spider mites predator , *Stethorus tridens* Gordon (Coleoptera: Coccinellidae) preying upon the red avicado mites, *Oligonychus yothersi* Mcgregor (Acari: Tetranychidae). **Boletín del Musco de Entomología de la Universidad del Valle**. v.11 p. 15-19. 2010.

RINCÓN, F. et al. Physicochemical and rheological characterization of *Prosopis juliflora* seed gum aqueous dispersions. **Food Hydrocoll**, v.35, p. 348–357, 2014.

RIDDICK, E. W.; WU, Z. Lima bean – lady beetle interactions : hooked trichomes affect survival of *Stethorus punctillum* larvae. **BioControl**, v. 56, p. 55–63, 2011.

ROCHA, V. D. et al. Efeito da idade da folha na qualidade do DNA extraído de *Piper aduncum* L. **Revista de Ciências Agro-Ambientais**, v. 15, n. 2, p. 218–222, 2017.

ROGGIA, S. et al. Spider mites associated to soybean in Rio Grande do Sul , Brazil Ácaros associados à soja no Estado do Rio Grande do Sul. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 43, n. 3, p. 295–301, 2008.

ROGGIA, S. **Caracterização de fatores determinantes dos aumentos populacionais de ácaros tetraníquídeos em soja**. Tese (Doutorado). Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo, Piracicaba. 154 p. 2010.

ROSADO, J. F. et al. Seasonal variation in the populations of *Polyphagotarsonemus latus* and *Tetranychus bastosi* in physic nut (*Jatropha curcas*) plantations. **Experimental and Applied Acarology**, v.66, n.3, p.415-426, 2015.

ROTT, A. S.; PONSONBY, D. J. The effects of temperature, relative humidity and host plant on the behaviour of *Stethorus punctillum* as a predator of the two-spotted spider mite, *Tetranychus urticae*. **BioControl**, v. 45, p. 155–156, 2000a.

ROTT, A. S.; PONSONBY, D. J. Improving the Control of *Tetranychus urticae* on Edible

Glasshouse Crops Using a Specialist Coccinellid (*Stethorus punctillum* Weise) and a Generalist Mite (*Amblyseius californicus* McGregor) as Biocontrol Agents. **Biocontrol Science and Technology**, v. 10, p. 487–498, 2000b.

ROY, M.; BRODEUR, J.; CLOUTIER, C. Relationship Between Temperature and Developmental Rate of *Stethorus punctillum* (Coleoptera : Coccinellidae) and Its Prey *Tetranychus mcdanieli* (Acarina : Tetranychidae) relationship between temperature and developmental rate of *Stethorus punctillum*. **Biological Control**, v. 31, n. 1, p. 177–187, 2002.

ROY, M.; BRODEUR, J.; CLOUTIER, C. Seasonal activity of the spider mite predators *Stethorus punctillum* (Coleoptera : Coccinellidae) and *Neoseiulus fallacis* (Acarina : Phytoseiidae) in raspberry , two predators of *Tetranychus mcdanieli* (Acarina : Tetranychidae). **BioControl**, v. 34, p. 47–57, 2005.

SANTOS, G. A. Efeito de dietas alimentares na taxa instantânea de crescimento populacional e taxa predação de *Stethorus tridens* (Coleoptera: Coccinellidae) sobre *Tetranychus bastosi* (Acari: Tetranychidae). Monografia. 36p. Universidade Federal Rural de Pernambuco, Unidade Acadêmica de Serra Talhada. 2018.

SARMAH, M. et al. Effect of aqueous plant extracts on tea red spider mite , *Oligonychus coffeae*, Nietner (Tetranychidae : Acarina) and *Stethorus gilvifrons* Mulsant. **African Journal of Biotechnology**, v. 8, n. 3, p. 417–423, 2009.

SARMAH, M. Bioefficacy of neem kernel aqueous extract (NKAE) against tea red spider mite, *Oligonychus coffeae*, Nietner and its effect on *Stethorus gilvifrons* Mulsant, a potential predator of red spider mite. **Journal Biopesticide**, v. 9, n. 2, p. 204–210, 2016.

SHIELDS, M. W. et al. History , current situation and challenges for conservation biological control. **Biological Control**, v. 131, p. 25–35, 2019.

SILVA, L. D.; BONANI, J. P. Ocorrência de *Stethorus* (*Stethorus*) *minutulus* Gordon & Chapin (Coleoptera: Coccinellidae) predando *Bemisia tabaci* Biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae) em Algodoeiro no Brasil. **Neotropical Entomology**. v. 37. n. 1. p. 86-88, 2008.

SILVA, E. A. et al. *Tetranychus urticae* (Acari : Tetranychidae) on *Gerbera jamesonii* Bolus and Hook (Asteraceae). **Brazilian Journal of Biology**, v. 69, n. 4, p. 1121–1125, 2009.

SILVA, L.D.; BONANI, J.P. Ocorrência de *Stethorus* (*Stethorus*) *minutulus* Gordon & Chapin (Coleoptera: Coccinellidae) Predando *Bemisia tabaci* Biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae) em Algodoeiro no Brasil. **Neotropical Entomology**, v.37, n.1, p.86-88, 2008.

SILVA, T. C. D. L. et al. Atividades antioxidante e antimicrobiana de *Ziziphus joazeiro* Mart. (Rhamnaceae): avaliação comparativa entre cascas e folhas. **Revista de Ciências Farmacêuticas Básica e Aplicada**, v.32, p.193–199, 2011.

SILVA, W. T. DE M. et al. Deposição de serapilheira em áreas de Caatinga no Núcleo de Desertificação do Seridó. **Agropecuária Científica no Semiárido**, v. 12, n. 4, p. 383–390, 19 abr. 2017.

SINGH, S; SWAPNIL, S. Antibacterial properties of alkaloid rich fractions obtained from various parts of *Prosopis juliflora*. **Int J Pharma Sci Res.** v. 2, p.114–120, 2011.

SIQUEIRA, F. F. S. et al. Atividade acaricida de extratos aquosos de plantas de Caatinga sobre o ácaro verde da mandioca. **Revista Caatinga**, v. 27, n. 4, p. 109-116, 2014.

SOHRABI, F.; SHISHEHBOR, P. Functional and Numerical Responses of *Stethorus gilvifrons* Mulsant feeding on Strawberry Spide mite, *Tetranychus turkestani*, Ugarov and Nikolski. **Pakistan Journal of Biological Sciences**, v. 10, n. 24, p. 4563–4566, 2007.

TAGHIZADEH, R.; FATHIPOUR, Y.; KAMALI, K. Journal of Asia-Pacific Entomology Temperature-dependent development of Acarophagous ladybird, *Stethorus gilvifrons* (Mulsant) (Coleoptera : Coccinellidae). **Journal of Asia-Pacific Entomology**, v. 11, p. 145–148, 2008a.

TAGHIZADEH, R.; FATHIPOUR, Y.; KAMALI, K. Influence of temperature on life-table parameters of *Stethorus gilvifrons* (Mulsant) (Coleoptera : Coccinellidae) fed on *Tetranychus urticae* Koch. **Journal Applicate Entomology**, v. 132, p. 638–645, 2008b.

UDAYAKUMAR, A.; YADAV, D. S. Study on life table parameters and predatory potential of *Stethorus rani* Kapur on red spider mite, *Tetranychus urticae* Koch. **Biopesticides International**, v. 9, n. 2, p. 113–119, 2013.

VAN DEN BOSCH, R.; TELFORD, A.D. Environmental Modification and Biological Control. In: DeBach, P. (Ed.), Biological Control of Insect Pests and Weeds. **Chapman and Hall**, London, U.K., pp. 459–488. 1964.

VIZZOTTO, M.; KROLOW, A. C. R.; WEBER, G. E. B. Metabólitos secundários encontrados em plantas e sua importância. **Embrapa Clima Temperado-Documentos (INFOTECA-E)**, 2010.

WALTERS, P. J. A method for culturing *Stethorus* spp. (Coleoptera: Coccinellidae) on *Tetranychus urticae* (Koch) (Acarina: Tetranychidae). **Journal Australian Entomological Society**, v. 13, p. 245–246, 1974.

WALTERS, P. J. Effect of five acaricides on *Tetranychus urticae* (Koch) and its predators, *Stethorus* spp (Coleoptera: Coccinellidae) in an apple orchard. **Journal Australian Entomological Society**, v. 15, p. 53–56, 1976.

WANG. et al. Parasitoid wasps as effective biological control agents. **Journal of Integrative Agriculture**, v. 18, n. 4, p. 705–715, 2019.

WOODRUFF, T. M. et al. Pathophysiology, treatment, and animal and cellular models of human ischemic stroke. **Molecular Neurodegeneration**, v. 6, p. 01–19, 2011.

YODER, J. A.; POLLOCK, D. A.; BENOIT, J. B. Moisture requirements of the ladybird beetle *Stethorus nigripes* in relation to habitat preference and biological control. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v. 109, p. 83–87, 2003.

CAPÍTULO II

Selectivity of aqueous extract of *Prosopis juliflora* and *Ziziphus joazeiro* extracts on the predator *Stethorus tridens* (Coleoptera: Coccinellidae) in *Jatropha curcas*

Seletividade dos extratos aquosos de *Prosopis juliflora* e *Ziziphus joazeiro* sobre o predador *Stethorus tridens* (Coleoptera: Coccinellidae) em *Jatropha curcas*

Cinara W. F. Bezerra¹, Carlos R. F. de Oliveira¹, Cláudia H. M. de Oliveira¹, Thieres G. F. da Silva¹, Josias J. A. Alves¹

¹ Programa de Pós-graduação em Produção Vegetal, Núcleo de Ecologia de Artrópodes, Universidade Federal Rural de Pernambuco, Unidade Acadêmica de Serra Talhada, 38293205, Serra Talhada, Pernambuco Brasil.

*Autor correspondente: ¹Carlos R. F. de Oliveira (carlos.foliveira@ufrpe.br)

¹cinarawfb@gmail.com

¹claudia.matos@ufrpe.br

¹thieres_freire@yahoo.com.br

¹jordaoalves@gmail.com

RESUMO

INTRODUÇÃO: A utilização do controle biológico no manejo de pragas agrícolas tem sido amplamente estudada, pois há uma preocupação em se buscar métodos sustentáveis que reduzam o uso indiscriminado dos inseticidas/acaricidas sintéticos. Desta forma, métodos alternativos como o uso de extratos vegetais e de agentes de controle biológico vem sendo estudada em diversas partes do mundo. O presente estudo tem por objetivo avaliar a seletividade do extrato aquoso de algarobeira (*Prosopis juliflora*) e de juazeiro (*Ziziphus joazeiro*) ao predador de *Stethorus tridens* Gordon 1982 (Coleoptera: Coccinellidae). Foram utilizadas as CL₅₀ e a CL₉₀ já estimadas para *Tetranychus bastosi*, Baker & Sales, 1977 (Acari: Tetranychidae), avaliando-se a sobrevivência de larvas pupas e adultos do predador, além de sua predação e efeito repelente dos extratos neste coleóptero por meio de testes curativos e preventivos.

RESULTADOS: As concentrações letais dos extratos (CL₅₀ e CL₉₀) não causaram redução significativa na sobrevivência de larvas, pupas e adultos de *S. tridens*, mas provocaram redução na taxa de predação da joaninha sobre *T. bastosi*. No teste curativo não foi observado efeito ovicida, porém quando expostos à CL₉₀ do extrato de juazeiro as larvas não chegaram ao estágio de pupa. Não foi observado efeito dos extratos pelo teste preventivo. Apenas a CL₉₀ do extrato de algaroba apresentou efeito repelente em adultos de *S. tridens* (IS= 0,108).

CONCLUSÃO: A utilização dos dois métodos de controle associados (Extrato vegetal+Predador), torna-se viável para os extratos de algarobeira, que apresentou maior seletividade, e de juazeiro, buscando potencializar o manejo do ácaro *T. batsosi*.

Palavras-chave: Algarobeira, Extratos vegetais, Juazeiro, Pinhão-manso, Stethorini.

ABSTRACT

INTRODUCTION: The use of biological control in the management of agricultural pests has been widely studied, as there is a concern in seeking sustainable methods that reduce the indiscriminate use of synthetic insecticides/acaricides. Thus, alternative methods such as the use of plant extracts and a biological control agent have been highlighted throughout the world. Thus, the present study aims to evaluate the selectivity of lethal concentrations (LC₅₀ and CL₉₀) of the aqueous extract of mesquite (*Prosopis juliflora*) and juazeiro (*Ziziphus joazeiro*) in the predator *S. tridens*, estimated for *Tetranychus bastosi*, Baker & Sales, 1977 (Acari: Tetranychidae). The survival of pupae and adult larvae, predation rate and repellent effect of extracts on the coleoptera were evaluated by curative and preventive tests. **RESULTS:** The LC₅₀ and CL₉₀ did not cause a significant reduction in the survival of larvae, pupae and adults of *S. tridens*. The lethal concentrations of the extracts caused a reduction in the predation rate of the ladybug and no ovicidal effect was observed, however the hatched eggs larvae curative test did not reach the pupal stage. And only the CL₉₀ of juazeiro extract showed a repellent effect in adults of *S. tridens* (IS = 0.108). **CONCLUSION:** The use of the two associated control methods (Plant extract + Predator), is not feasible to enhance the control of the mite *Tetranychus batsosi*, mainly on low pest density.

Keywords: Algarobeira, Juazeiro, Plant extracts, Physic nut, Stethorini,

1 INTRODUÇÃO

Os Coccinellidae compreende os principais predadores utilizados como agentes de controle biológico de pragas agrícolas.^{1,2} Dentro deste grupo, os representantes da Tribo Stethorini são especializados no consumo de ácaros fitófagos e vêm sendo considerados ferramentas promissoras para o manejo integrado de ácaros-praga, pois além de serem efetivos no controle desses artrópodes³⁻⁷, podem ser compatíveis com outros predadores, como ácaros Phytoseiidae,^{3,8,9} e com outros métodos de controle.^{10,11}

Algumas espécies de Stethorini são comercializadas e utilizadas em programas de controle biológico em diversas partes do mundo.^{4,12,13} No Brasil, os poucos estudos realizados sobre o grupo estão voltados para o registro de espécies associadas a culturas de importância econômica e sobre o seu potencial em regular populações de ácaros-praga.^{7,14-17}

Costa et al.⁷ registraram a ocorrência de *Stethorus tridens* Gordon 1982 (Coleoptera: Coccinellidae), em associação com *Tetranychus bastosi* Tuttle, Baker e Sales, 1997 (Acari: Tetranychidae) em plantios de pinhão-manso *Jatropha curcas* L. (Euphorbiaceae) no semiárido pernambucano. Os autores avaliaram a resposta funcional de *S. tridens* sobre este ácaro, o qual demonstrou sua capacidade em regular populações da praga em todos os seus estágios de desenvolvimento, quando esta se encontra em baixas densidades.

O controle de *T. bastosi* é usualmente realizado com acaricidas sintéticos. Entretanto, não há produtos registrados no Ministério da Agricultura para esta praga.¹⁸ Assim, têm se intensificado as pesquisas na busca por métodos alternativos que sejam sustentáveis e possam ter inserção nos programas de manejo de pragas, e o controle biológico se insere nesse contexto.

Somando-se a isso, a utilização de extratos vegetais para o controle de ácaros-praga também vem ganhando espaço como uma alternativa ao uso de acaricidas sintéticos,¹⁹⁻²² uma vez que muitas plantas apresentam atividade acaricida, propriedades repelentes, e baixa ou nenhuma toxicidade para os seres humanos.²³ No que se refere a *T. bastosi*, o potencial acaricida do extrato de folhas de algarobeira *Prosopis juliflora* (Sw.) DC. (Fabaceae) foi avaliado sobre

este ácaro.²² Os autores observaram eficiência de controle de até 81,67%, com redução de 68,86% da sua oviposição, demonstrando assim o potencial do extrato para o manejo desta praga.

Assim, considerando as premissas do manejo integrado de pragas, é importante avaliar a compatibilidade de diferentes estratégias de controle para otimizar a eficiência dos métodos utilizados, principalmente porque em muitas situações há necessidade de se associar mais de um tipo de estratégia.

Em relação aos predadores Stethorini, a seletividade de extratos vegetais já foi investigada para algumas espécies do grupo e tem apresentado resultados promissores.^{24,25}. Nesse sentido, no presente estudo foi avaliada a seletividade das concentrações letais (CL₅₀ e CL₉₀) dos extratos de algarobeira (*P. juliflora*) e juazeiro (*Z. joazeiro*), estimadas para o ácaro-praga *T. bastosi*^{22,26}, ao predador *S. tridens*.

2 MATERIAL E MÉTODOS

Os experimentos foram conduzidos no Núcleo de Ecologia de Artrópodes (NEA), da Universidade Federal Rural de Pernambuco, na Unidade Acadêmica de Serra Talhada (UFRPE-UAST).

2.1 Plantas utilizadas nos experimentos

As folhas de pinhão-mansão usados nos bioensaios em laboratórios foram oriundas de uma área experimental localizada na Unidade Acadêmica de Serra Talhada (UAST/UFRPE), Serra Talhada – PE (07° 59'31"S) de Latitude e (38° 17'54"O) de Longitude, e 429 m de Altitude.

2.2 Criação do ácaro *Tetranychus bastosi*

Os ácaros *T. bastosi* foram criados em laboratório (NEA/UAST/UFRPE) para utilização nos experimentos. Foi adotada a metodologia adaptada por²⁷ sendo utilizadas placas Gerbox®

(12 x 12 x 5 cm) contendo no seu interior espuma de polietileno com 4 cm de espessura, a qual foi coberta com papel filtro, sendo colocada sobre a mesma uma folha de feijão-de-porco *Canavalia ensiformes* (L.) DC. (Fabaceae), com a face adaxial voltada para baixo. De maneira a manter a turgescência das folhas, a espuma foi umedecida sempre que necessário, com água destilada. Em volta da folha foi colocado algodão hidrófilo umedecido em água destilada para evitar a fuga dos ácaros. À medida que as folhas perderam a turgescência foram trocadas por outras em condições adequadas. A folha trocada infestada pelos ácaros foi cortada em diversas partes e colocada sobre a folha nova, afim de possibilitar a passagem dos ácaros para a nova arena. Quando necessário, os ácaros foram transferidos com o auxílio de um pincel. As arenas foram acondicionadas em câmaras climáticas do tipo B.O.D. à temperatura de 27 ± 2 °C, $70\% \pm 5$ de umidade relativa e 12 h de fotofase.

2.3 Criação do predador *Stethorus tridens*

Indivíduos de *S. tridens* provenientes dos plantios experimentais de pinhão-mansão foram mantidos em laboratório para utilização nos experimentos. O método de criação utilizado foi o de Costa et al. (2017), e consistiu na utilização de recipientes plásticos (11,0 x 11,0 x 3,0 cm) contendo uma folha de feijão-de-porco (*C. ensiformes*) infestada com *T. bastosi*, a qual foi fixada pela bainha em um recipiente de vidro (5 mL) contendo água. A extremidade superior do recipiente plástico foi vedada com tecido do tipo organza, para impedir a fuga dos insetos. A folha foi trocada a cada dois dias para manter densidades suficientes de *T. bastosi* disponíveis como alimento para o predador. As criações foram mantidas em câmara climática do tipo B.O.D. à temperatura de 27 ± 2 °C, $70 \pm 10\%$ de umidade relativa e 12 horas de fotofase.

2.4 Coleta e preparo do extrato aquoso de folhas de algarobeira e de juazeiro

Para o preparo dos extratos vegetais foram coletadas folhas de algarobeira (*P. juliflora* (Sw) DC; Fabaceae) e de juazeiro (*Z. joazeiro* Mart; Rhamnaceae) no Campus da UAST/UFRPE, sempre no período da manhã. As plantas encontravam-se em estado vegetativo no momento das coletas. As folhas foram acondicionadas em sacos de papel, devidamente etiquetados, e levadas ao NEA/ UAST/UFRPE (07° 59'31"S) de Latitude e (38° 17'54"O) de Longitude, e 429 m de Altitude. No laboratório, o material foi lavado com água destilada e desinfetado com cloro ativo (0,05%), por um período de 20 minutos.²⁸ Posteriormente, as amostras foram submetidas a secagem em temperatura ambiente (25 °C) durante um período de cinco horas e, em seguida, acondicionadas em sacos de papel kraft para secagem em estufa (50 °C) com circulação forçada de ar, por um período de 48 horas. Após esse procedimento as folhas foram trituradas num moinho de facas tipo Willye até a obtenção de um pó fino, o qual foi pesado para posterior preparo do extrato aquoso.

Foram utilizadas as concentrações letais dos extratos de juazeiro e de algarobeira estimadas para o ácaro-praga *Tetranychus bastosi*,^{22,26} correspondendo às CL₅₀ e CL₉₀, ou seja, que matam 50% e 90% da população, respectivamente: Extrato de juazeiro, CL₅₀= 11,87% e CL₉₀= 54,96%; Extrato de algarobeira, CL₅₀= 53,45% e CL₉₀= 85,35%, obtidas a partir de uma concentração-estoque de 100 g do pó seco para 500 mL de água destilada. O material produzido foi acondicionado em vidros hermeticamente fechados e mantido em refrigerador à temperatura média de 5 °C, por um período de 24 h até a obtenção do extrato bruto.

As concentrações (CL₅₀ e CL₉₀) dos dois extratos foram preparadas a partir da solução utilizando 100g de pó para 500 mL de água destilada. As CL₅₀ e CL₉₀ do extrato de algarobeira foram obtidas utilizando 26,7 e 42,7 mL respectivamente, da solução estoque e completando o volume com água destilada até atingir 100 mL. Para as CL₅₀ e CL₉₀ do extrato de juazeiro foram usados 6,0 e 27,5 mL da solução estoque, respectivamente, sendo estes completados com água destilada até atingir o volume final de 100 mL.

2.5 Identificação e quantificação dos compostos fenólicos presentes nas CL₅₀ e na CL₉₀ dos extratos aquosos de algarobeira e de juazeiro.

Foram utilizadas 7,5 mL das concentrações letais e colocado em tubo falcon de 15 mL, as quais foram posteriormente centrifugadas (Centrífuga Hettich-Universal 320 R) a 10.000 rpm durante 21 minutos à uma temperatura de 2 °C, para ocorrer a separação do sobrenadante do precipitado. Em seguida o sobrenadante foi transferido para recipientes do tipo Vials de 1,5 mL e levados ao HPLC (High performance liquid chromatography).

2.5.1 Injeção das concentrações letais de (CL₅₀ e CL₉₀) dos extratos aquosos de algarobeira e de juazeiro no HPLC pelo método isocrático

As amostras foram injetadas no aparelho de UHPLC+ *Thermo Scientific Ultimate 3000* controlado pelo software *Chromeleon Chromatography Management System* com coluna C18 (250 mm × 4,6 mm, 5 µm).

Método isocrático: composição do eluente (proporção): ácido acético 2% (A) /metanol (B) (60/40); fluxo 1 mL/min; comprimento de onda $\lambda = 270$ nm; volume de injeção 20 µL; tempo de corrida: 10 min.

2.6 Efeito das concentrações letais dos extratos aquosos e algarobeira e de juazeiro em sobre o predador *S. tridens*

A avaliação da seletividade dos extratos de algarobeira e de juazeiro sobre *S. tridens* foi feita em laboratório, simulando a sua utilização como método curativo e preventivo. Para o experimento foram montadas arenas utilizando placas de Petri de 9 cm, as quais foram mantidas em câmaras climatizadas do tipo B.O.D. à uma temperatura de 27 ± 2 °C, $70\% \pm 5$ UR e 12 h de fotofase. Os experimentos foram conduzidos em delineamento inteiramente casualizados com 10 repetições.

As avaliações da sobrevivência nos dois tipos de testes se deu a cada 24 horas durante sete dias para as larvas, três dias para as pupas e 8 dias para os adultos, sendo anotados o número

de indivíduos vivo/morto para as larvas e adultos, e o número de adultos eclodidos para as pupas.

2.6.1 Montagem das arenas.

Para a montagem das arenas utilizadas nos experimentos, foram usadas placas de Petri de 9 cm, contendo espuma umedecida com água destilada, na qual foi sobreposto um disco de papel filtro e em seguida um disco foliar de pinhão manso rodeado com algodão hidrófilo umedecido com água destilada. Para os experimentos com larvas o algodão foi retirado para evitar a morte das larvas.

2.6.2 Aplicação do teste preventivo e curativo

Para o teste preventivo, os discos foliares de pinhão-manso foram emergidos em cada tratamento por um período de cinco segundos. Após esse tempo a montagem das arenas seguiu a metodologia apresentada no item 2.6.1. Decorridos 30 minutos da montagem das arenas, eram liberadas as larvas, pupas e para o experimento com a fase adulta, foi efetuada a infestação com ácaros *T. bastosi* e em seguida a liberação dos indivíduos adultos. A infestação também ocorreu nos experimentos com larvas. Para o teste curativo, a montagem das arenas seguiu o item 2.6.1. Após a montagem das arenas e infestação com *T. bastosi*, as larvas, pupas e adultos foram liberados e posteriormente foram submetidos aos tratamentos por meio de um pulverizador manual.

2.7 Efeito ovicida do extrato aquoso de Algarobeira e de juazeiro em *S. tridens*

Para a obtenção dos ovos do predador utilizados nos testes foram montadas três arenas semelhantes às descritas para as criações de *T. bastosi*, nas quais foram colocadas 10 fêmeas adultas de *S. tridens*, provenientes da criação-estoque, para ovipositarem. Após um período de até 24 horas as mesmas foram retiradas e os ovos contabilizados, obtendo-se assim ovos com

idade padronizada de 24 horas. Para o teste curativo, utilizou-se um borrifador manual para efetuar a pulverização da CL₅₀ e da CL₉₀ dos extratos aquosos de folhas de juazeiro ou de algarobeira sobre os ovos do inseto, de acordo com os tratamentos. Em seguida para cada tratamento, 10 ovos foram individualizados em arenas, as quais foram mantidas em câmara climatizada (27 ± 2 °C, $70\% \pm 5$ UR e 12 h de fotofase). Para o teste preventivo os ovos foram dispostos individualmente em placas de Petri, após 30 minutos da imersão dos discos foliares de pinhão-manso, nos respectivos tratamentos. Diariamente, por um período de 10 dias, foi avaliado o número de ovos eclodidos do predador. Para cada tipo de extrato o delineamento estatístico foi o inteiramente casualizado, com três tratamentos (concentrações e testemunha) e 10 repetições. Os dados obtidos foram submetidos a ANOVA e as médias foram comparadas pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade. A equação utilizada para análise de regressão, foi o modelo Sigmoidal com quatro parâmetros.

2.8 Viabilidade das larvas oriundas de ovos submetidos aos extratos aquosos de algarobeira e de juazeiro

As larvas que eclodiram dos ovos que entraram em contato com os tratamentos (Controle, CL₅₀ e CL₉₀) nos dois tipos de testes (curativo e preventivo) (item 2.7), foram alimentadas diariamente com uma densidade populacional 50 ácaros/dia⁷. Durante um período de sete dias as larvas foram observadas, sendo contabilizado o número de n larvas vivas/mortas. As arenas foram mantidas em câmaras do tipo B.O.D. sob condições controladas (27 ± 2 °C, $70\% \pm 5$ UR e 12 h de fotofase). Foi adotado o delineamento inteiramente casualizado, com 10 repetições. Os dados foram submetidos a análise de regressão, sendo utilizada a equação do modelo Sigmoidal com quatro parâmetros.

2.9 Avaliação do efeito dos extratos aquosos de juazeiro e de algarobeira na proporção/número de ácaros predados em função do tempo pelo predador *S. tridens*

Para a realização dos testes foram confeccionadas arenas experimentais no interior de placas de Petri (5cm Ø), contendo espuma umedecida em água destilada recoberta por um disco de papel filtro. Sobre o papel foi disposto um disco foliar (3 cm Ø) de pinhão-manso circundado por algodão hidrófilo umedecido em água destilada para manter a umidade. Em cada disco foram colocados 50 indivíduos de *T. bastosi* advindos da criação-estoque e, com o auxílio de um borrifador manual, foi efetuada a aplicação do extrato de juazeiro ou de algarobeira (CL₅₀ e CL₉₀), de acordo com os tratamentos. Para o teste preventivo, os ácaros foram sobrepostos nos discos de pinhão-manso, após 30 minutos da imersão das folhas durante cinco segundos, nos respectivos tratamentos. Decorridos mais 30 minutos da exposição dos ácaros às concentrações dos extratos, foi introduzido um indivíduo do predador por arena. Transcorridas 24 e 48 horas da montagem dos experimentos, procedeu-se a contagem dos indivíduos não consumidos/tratamento²⁴. A cada contagem, novos ácaros eram oferecidos afim de manter uma densidade populacional de 50 ácaros nos dois tempos avaliados. O delineamento experimental foi o inteiramente casualizado com três tratamentos (concentrações do extrato e testemunha) e 10 repetições. As arenas foram mantidas em câmaras do tipo B.O.D. com temperatura de 27 ± 2 °C, 70% ± 5 UR e 12 h de fotofase. Os dados obtidos foram submetidos a ANOVA e as médias submetidas ao teste de Tukey a 5% de probabilidade.

2.10 Teste de repelência em *S. tridens*.

2.10.1 Teste de repelência dos extratos de algarobeira e de juazeiro sobre larvas (L3 e L4) de *S. tridens*

Discos de pinhão-manso (9 cm) foram devidamente lavados com água destilada. Posteriormente, para cada disco utilizado, uma das metades foi submersa nos tratamentos (CL₅₀ e CL₉₀), durante cinco segundos. Após esse procedimento, numa placa de Petri o disco foi colocado sobre a espuma contendo papel filtro e, ao seu redor foi colocado um algodão

hidrófilo. Em seguida 10 larvas (L3 e L4) de *S. tridens* foram liberadas na nervura central do disco foliar de maneira que pudesse escolher entre o lado tratado e não tratado. As arenas foram recobertas com tecido do tipo organza. As avaliações tiveram início após 30 minutos e, posteriormente, a cada 12 horas, durante 48 horas, contabilizando-se o número de larvas em cada metade do disco. Todas as arenas foram mantidas em câmaras do tipo B.O.D. sob condições controladas (27 ± 2 °C, $70\% \pm 5$ UR e 12 h de fotofase). O experimento foi realizado em delineamento inteiramente casualizado, com 10 repetições.

2.10.2 Teste de repelência dos extratos de algarobeira e de juazeiro em adultos *S. tridens*

Foram utilizados três potes plásticos (100 mL) interligados entre si por uma mangueira de 1cm de diâmetro. No pote central foram liberadas 10 joaninhas adultas e nos outros potes foram colocadas folhas de pinhão manso infestadas por ácaros advindos da criação estoque. Em um dos potes foram pulverizadas as concentrações (CL₅₀ ou CL₉₀) dos extratos de algarobeira e de juazeiro e no outro pote água destilada. Após 48 horas foi contabilizada a quantidade de joaninhas em cada um dos tratamentos.

2.10.3 Índice de repelência

O índice de repelência (IR) foi calculado a partir da fórmula $IR = 2G / (G + P)$ onde, G = % dos insetos no tratamento e P = % de insetos na testemunha. IR=1 indica repelência semelhante entre o tratamento e a testemunha (tratamento neutro), IR > 1 indica menor repelência do tratamento em relação à testemunha (tratamento atraente) e IR < 1 corresponde à maior repelência do tratamento em relação à testemunha (tratamento repelente). O Intervalo de Segurança (IS) foi calculado a partir da soma do valor de IR + o respectivo desvio padrão, onde valores >1 indicam menor repelência, valores = 1 neutro e valores < 1 corresponde a maior repelência em relação ao não tratado.²⁹

3 RESULTADOS

3.1 Análise química dos extratos

Foram identificados e quantificados compostos fenólicos nas concentrações letais dos extratos aquosos de algarobeira e de juazeiro. Em todas as concentrações foram encontradas ácido gálico, ácido caféico e outros compostos. O ácido gálico na CL₅₀ do extrato de algarobeira possui uma concentração de 0,23 mg/mL o qual foi absorvido em 3,36 minutos atingindo um pico de 556,19 mAU (Fig 1). A CL₉₀ por sua vez, apresentou uma concentração de ácido gálico de 0,32 mg/mL atingindo um pico de 755,67 em 3,34 minutos, sendo esta 1,36 vezes maior que a da CL₅₀ (Figura 2). O mesmo ocorreu para o ácido caféico, que apresentou concentração de 0,07 mg/mL e 0,11 mg/mL para as CL₅₀ e CL₉₀ respectivamente, tendo suas absorbâncias ocorridas em 6,3 minutos em média com picos de 112,62 e 164,74 mAU de altura (Fig 1 e 2). Para o extrato de juazeiro, a CL₅₀ e a CL₉₀ apresentaram concentrações de ácido gálico de 0,05 mg/mL e 0,25 mg/mL respectivamente, as quais foram absorvidas em um tempo médio de 3,33 minutos e atingiram um pico de 121,7 e 533,63 respectivamente (Fig 3 e 4).

3.2 Efeito das concentrações dos extratos de algarobeira e de juazeiro na sobrevivência de larvas, pupas e adultos de *S. tridens*

Em relação a sobrevivência das larvas de *S. tridens*, pelo teste curativo não foi observado efeito das concentrações (Controle, CL₅₀ e CL₉₀) para o extrato de algarobeira (F= 0,15; p= 0,864) e de juazeiro (F=1,95; p=0,223). Da mesma forma, para o teste preventivo também não foram observados efeitos das concentrações para os respectivos extratos (F= 0,66; p= 0,550) e (F=0,26; p= 0,78).

A sobrevivência das pupas de *S. tridens* também não foi prejudicada pelos extratos e suas concentrações nos dois tipos de testes (curativo e preventivo), onde foi observada a eclosão dos indivíduos adultos provenientes de todas as pupas.

É possível observar que aproximadamente um dia após a aplicação das concentrações dos extratos, os adultos de *S. tridens* começaram a emergir, tanto no teste curativo ($b=0,96$) como no teste preventivo ($b=0,92$) atingindo a emergência máxima das pupas ao final do tempo observado de três dias (Tab 1).

No teste curativo as concentrações letais (CL_{50} e CL_{90}) do extrato de algarobeira demonstraram não ser prejudiciais à sobrevivência de *S. tridens*, já que 100% das joaninhas permaneceram vivas durante o período de avaliação de 7 dias, bem como o extrato de juazeiro que não causou redução significativa na sobrevivência de adultos de *S. tridens* ($F=2,12$; $p=0,202$). No teste preventivo, também não foi observado efeito das concentrações dos extratos aquosos de algarobeira e de juazeiro ($F=0,26$; $p=0,77$) e ($F=1,0$; $p=0,412$).

Na Tabela 1 é possível verificar que para a taxa de sobrevivência, há uma relação inversamente proporcional entre o “ y_0 ” (valor mínimo) e o coeficiente “ a ” (valor correspondente a $X_{máx}-X_{mín}$, na qual, quanto menor o valor de y_0 , maior a taxa de decaimento (a), e conseqüentemente, menor a taxa de sobrevivência de *S. tridens*.

Em relação ao extrato de juazeiro no teste curativo, é possível observar que de acordo com o aumento da concentração há um aumento na velocidade de decaimento da taxa de sobrevivência de adultos de *S. tridens*, até que se torne estável. Essa estabilidade é observada pelo coeficiente “ b ”, indicando uma estabilização da taxa de decaimento aproximadamente em dois dias após a aplicação das concentrações, sendo observado na CL_{90} um maior tempo para ocorrer a estabilização no teste curativo com extrato de juazeiro de 1,99 dias e para o teste preventivo de 0,98 dias para o extrato de algarobeira.

Para o extrato de juazeiro, pelo teste preventivo é observado uma estabilização na taxa de decaimento da sobrevivência em aproximadamente um dia após a aplicação, mostrando que após esse tempo não foi observada mortalidade nas joaninhas (Tab 1). Tanto no teste curativo

quanto no teste preventivo, a taxa de decaimento ocasionada pela CL₉₀ do extrato de juazeiro foi maior, com 80,9 e 60,5%, respectivamente.

Foi observada uma velocidade de decaimento na taxa de sobrevivência maior para as CL₉₀ dos extratos de algarobeira e de juazeiro ($b= 1,2$ e $b=1,5$ dias, respectivamente) quando comparadas aos demais tratamentos, o que indica que há uma maior mortalidade das larvas por um período maior de tempo (Tab 1). No teste preventivo a estabilização da taxa de decaimento da sobrevivência das larvas se deu em aproximadamente um dia (Tab 1).

3.3 Efeito ovicida dos extratos de algarobeira e de juazeiro

Não foi observado efeito ovicida das concentrações dos dois extratos sobre *S. tridens* para o teste curativo (EJ: $F=1,06$; $p=0,402$, EA: $F=0,453$; $p=0,656$) e para o teste preventivo (EJ: $F=1,0$; $p=0,422$, EA: $F=1,0$; $p=0,422$).

Na Tabela 1 é possível verificar que houve uma estabilização da taxa de eclosão em aproximadamente três dias após os ovos serem expostos as concentrações dos extratos nos dois testes, sendo possível afirmar que não houve efeito dos extratos no tempo de eclosão dos ovos.

3.4 Efeitos dos extratos de algarobeira e de juazeiro na viabilidade de larvas

A viabilidade das larvas foi afetada apenas pelo extrato de juazeiro aplicado pelo teste curativo, no qual apenas 30,16 e 36,11% das larvas eclodidas dos ovos que tiveram contato com as CL₅₀ e CL₉₀, respectivamente, sobreviveram e deram continuidade ao seu ciclo, tornando-se pupas e posteriormente, adultos (Fig 5). O tempo da taxa de decaimento da viabilidade das larvas de *S. tridens* até atingir a sua estabilidade durou em média 5,6 dias para o extrato de juazeiro, pelo teste curativo, e de 4,6 dias para o extrato de algarobeira no teste preventivo (Tab 1). Não houve efeito dos extratos na viabilidade de larvas no teste preventivo ($F=0,319$, $p=0,811$).

3.5 Efeito dos extratos de algarobeira e de juazeiro na predação de *S. tridens*

Para o teste curativo, a predação apresentou interação entre o extrato e as concentrações. A CL₉₀ do extrato de algarobeira proporcionou um consumo diário dos ácaros de 20,5%, sendo esta predação 2,4 vezes menor que a observada no controle com água destilada (49,1%) (Fig 6). Ainda é possível observar que com o aumento da concentração do extrato de algarobeira, a taxa de predação diminuiu, bem como, para o extrato de juazeiro, no qual a taxa de predação das duas concentrações letais (CL₅₀ e CL₉₀), foram estatisticamente iguais (23,3 e 18,1 %, respectivamente) diferindo apenas do controle com água destilada (35,1) (Fig 6). Em relação aos extratos, o extrato de algarobeira possibilitou uma maior taxa de predação pela joaninha (36%) a qual diferiu do extrato de juazeiro, o qual apresentou uma taxa de predação de 25,5% (Fig 6).

No teste preventivo foi observada interação entre as concentrações e os extratos. É observado que, assim como o teste curativo, a maior taxa de predação ocorreu no controle de ambos os extratos (EA= 39,3% e EJ= 40,1%) (Fig 7). A CL₉₀ do extrato de juazeiro também ocasionou maior redução na taxa de predação de *S. tridens* para os dois extratos (EA= 25,20% e EJ= 14,60). Houve diferença significativa entre os extratos de algarobeira e de juazeiro, nos quais *S. tridens* apresentou taxa de predação de 33,9% e 25,5%, respectivamente.

3.6 Efeito repelente dos extratos de algarobeira e de juazeiro

Foi possível observar que as CL₉₀ dos extratos de algarobeira e de juazeiro causaram repelência das larvas de *S. tridens* em todos os tempos avaliados (0, 5, 12, 24, 36 e 48 horas) (Tab 4). Também foi verificado que significativamente mais larvas preferiram o lado das folhas que não foram tratadas com as CL₅₀ e CL₉₀ do extrato de algarobeira (Fig 8A e 8B), tendo ocorrido o mesmo para o extrato de juazeiro (Fig 9A e 9B).

Foi observado pelo intervalo de segurança (IS) que apenas a CL₉₀ do extrato de juazeiro apresentou efeito repelente significativo em adultos de *S. tridens* (IR= 0,108) (Tab 5), sendo os demais tratamentos considerados neutros. Observou-se, ainda, que o lado do disco contendo as CL₉₀ dos dois extratos repeliram os insetos adultos (Fig 10).

4 DISCUSSÃO

Os níveis consideráveis de ácido gálico encontrados nas concentrações letais (CL₅₀ e CL₉₀) dos extratos de algarobeira e de juazeiro podem estar associados à efeitos antioxidantes, antiparasíticos e antibacterianos. Esses efeitos atribuídos ao ácido gálico são comumente observados, como mostra o trabalho de Brito et al.³⁰, porém estudos que mostram a ação desse composto fenólico como agente inseticida ainda são escassos.

O ácido cafeico encontrado no extrato de algarobeira atua como um ativo inibidor de proteases intestinal.³¹ Foi observado que em larvas de lagartas (*Helicopeva armigera*), quando alimentadas com o ácido cafeico, provocou alterações na expressão gênica e nas atividades da protease.³¹. Contudo, essa ação do ácido cafeico nos organismos dos insetos é pouco estudada, sendo escassos os trabalhos que mostrem o seu efeito em Coccinellidae, especificamente em indivíduos do gênero *Stethorus*.

Santos et al.³², atribuíram o maior tempo para o desenvolvimento da lagarta-do-cartucho (*Spodoptera frugiperda*), a ação do ácido gálico encontrado em folhas de mandioca (*Manihot esculenta*, Euphorbiaceae), que ocasionou prolongamento do estágio larval, do estágio de pupa e redução no número de ovos além de causar mortalidade de lagartas e formigas cortadeiras (*Atta sexdens*, Hymenoptera).

Polido et al.³³, demonstram que alguns compostos fenólicos atuam como inibidores da tirosinase, a qual trata-se de uma enzima primordial para o processo de metamorfose dos insetos. Os autores destacam que derivados do ácido cafeico podem estar diretamente ligados a essa ação inibitória.

As concentrações letais (CL₅₀ e CL₉₀) do extrato de algarobeira e de juazeiro não afetaram de forma significativa a sobrevivência as larvas de *S. tridens* em nenhum dos dois tipos de testes utilizados (curativo e preventivo), sendo importante salientar que este efeito não é comumente observado. As larvas, por possuírem uma camada semipermeável que reveste o corpo, tendem a sentir maiores efeitos tóxicos de substâncias, as quais podem ocasionar inibição no desenvolvimento, e na alimentação, podendo levar a morte dos indivíduos.

Este fato pode ser observado no trabalho de Jbilou; Ennabili; Sayah³⁴, que avaliando a ação inseticida de quatro extratos vegetais (*Peganum harmala* (Nitrariaceae), *Ajuga iva* (Labiatae), *Aristolichia beatica* (Aristhocoliaceae), (*Raphanus raphanistrum* (Brassicaceae)), sobre o coleóptero *Tribolium castaneum* (Tenebrionidae), verificaram que houve uma redução no peso das larvas quando em contato com os extratos de *P. harmala*, *A. beatica* e *A. iva*, processo que pode ter ocorrido devido à redução na taxa de alimentação do inseto. Os autores verificaram também que todos os extratos ocasionaram morte das larvas sendo o extrato de *P. harmala* o mais danoso, com uma taxa de sobrevivência de 42%, divergindo dos resultados encontrados no presente estudo, onde apesar de ter sido observada mortalidade das larvas nas CL₅₀ e CL₉₀ dos extratos de algarobeira e de juazeiro, estas não diferiram do controle com água destilada.

A presença de compostos fenólicos em extratos pode ainda ocasionar alterações no processo de metamorfose dos insetos, especificamente nos estágios larvais. Alguns compostos fenólicos podem atuar diretamente no sistema nervoso central, crescimento e desenvolvimento do inseto, como por exemplo a acetilcolinesterase, a butilcolinesterase e a tirosinase. A tirosinase pode ser inibida pelo ácido cafeico³³, impedindo a esclerotização da larva ou do inseto adulto, a qual tem como função evitar a perda de água do corpo do inseto, dificultar o processo de predação e de auxiliar na camuflagem dos insetos. O fato das concentrações letais dos

extratos não ocasionarem efeitos nocivos aos estágios larvais de *S. tridens* é importante para a sua utilização no manejo integrado de pragas.

Da mesma forma que observado por Jbilou; Ennabili; Sayah³⁴, as concentrações letais dos extratos aquosos de algarobeira e de juazeiro utilizadas no presente estudo, não impediram a eclosão dos adultos, mostrando que a pupa possui uma maior tolerância a agentes químicos inseticidas.

A menor taxa de sobrevivência observada nas concentrações letais (CL₅₀ e CL₉₀) e no controle do extrato de juazeiro pelo teste curativo, ocorreu por afogamento, uma vez que, após a pulverização, algumas joaninhas ficaram retidas nas gotículas de água, impossibilitando a locomoção e, conseqüentemente, levando a sua morte. A morte por afogamento, seja da praga ou do predador, é comumente observada em experimentos, como demonstram os trabalhos de Lester et al.³⁵, Cowles; Cowles; Dermott³⁶ e Ditillo, Kennedy; Walgenbach³⁷.

Sarmah et al.²⁴ estudando os efeitos das concentrações de extratos aquosos de *Polygonum hydropiper*, *Acorus calamus*, *Xanthium strumarium* e *Clerodendron infortunatum* estimadas para o ácaro *Oligonychus coffeae* Nietner, em *Stethorus gilvifrons* Mulsant, verificaram que tais concentrações não causaram mortalidade do predador nos 14 dias de avaliação, bem como concentrações do extrato aquoso de nim estimadas para *O. coffeae* também não ocasionaram mortalidade em nenhum dos estágios de vida (ovo, larva, pupa e adulto) de *S. gilvifrons*.²⁴ O mesmo foi observado para as concentrações letais do extrato de algarobeira pelos dois tipos de testes (curativo e preventivo), bem como o extrato de juazeiro utilizado preventivamente, em que mesmo apresentando uma menor taxa de sobrevivência não diferiu do controle (água destilada).

Os resultados sobre a taxa de sobrevivência do extrato de juazeiro pelo teste curativo se assemelham aos resultados encontrados de Kumral et al.³⁸, os quais avaliaram a ação de extratos etanoicos de *Datura stramonium* (Solanaceae), sobre a joaninha *S. gilvifrons* e observaram efeitos letais neste predador, havendo uma redução da sua sobrevivência nas 24 e 48 horas de avaliação, pois é o período de maior atividade química do extrato, tempo este também observado no presente estudo. Além disso, os autores afirmam que os efeitos do extrato foram mais prejudiciais para *S. gilvifrons*, do que para o ácaro praga *Panonychus ulmi* (Acari: Tetranychidae).

A menor taxa de sobrevivência de *S. tridens* no teste curativo em relação ao teste preventivo ocorreu em virtude do contato direto dos adultos com as soluções, uma vez que para o teste preventivo, a joaninha não entra em contato físico com o extrato e os efeitos exercidos são decorrentes dos compostos que são emitidos pelo extrato após a secagem na superfície da folha.

Os efeitos de extratos aquoso em larvas de *Stethorus* sp. foi avaliado por Sarmah²⁵, o qual verificou que altas concentrações do extrato de nim não interferiu na sobrevivência das larvas de *S. gilvifrons*, fato também observado no presente estudo.

Sabe-se que compostos químicos presentes em extratos vegetais podem inibir a ação do hormônio ecdisteroide (ecdisona- α), que em elevadas concentrações estimulam o processo de muda das larvas em decorrência da diminuição do hormônio juvenil, o qual está relacionado com o tempo de duração de cada estágio inicial do inseto. Este fato pode ser observado no trabalho de Sarmah²⁵, o qual verificou que as larvas que tiveram contato com concentrações de 8 a 10% do extrato de nim, tiveram o estágio larval estendido por dois dias quando comparadas ao controle. Neste caso o extrato pode estimular uma maior atuação do hormônio juvenil, prolongando assim o tempo do estágio larval.

Apesar das concentrações letais não terem apresentado efeito ovicida significativo no presente estudo, foi verificado um maior efeito na maior concentração (CL₉₀), fato este observado por Sarmah et al.²⁴, que verificaram que em concentrações maiores de extratos aquosos vegetais, houve uma menor taxa de eclosão, indicando assim maior efeito ovicida.

O declínio observado na viabilidade das larvas advindas dos ovos que tiveram contato com os extratos pelo teste curativo, pode ter ocorrido devido a solução ter penetrado no ovo, por meio da sua camada semipermeável, que mesmo não tendo impedido a eclosão das larvas, pode ter causado alguma disfunção fisiológica no sistema endócrino da larva ainda em desenvolvimento, impedindo posteriormente, a continuação do ciclo de vida após a eclosão. Ainda é possível afirmar, com base nos resultados expostos no presente estudo, que de acordo com o aumento da concentração o tempo de duração da taxa de decaimento da viabilidade das larvas diminui, ou seja, as larvas que foram expostas às CL₉₀ dos extratos morreram mais rápido, o que indica uma maior ação dos compostos presentes nos extratos.

No caso do teste preventivo, os ovos não entraram em contato direto com as concentrações do extrato, pois os mesmos só foram expostos após a secagem da solução, e devido a isso, não foi verificada inibição da eclosão ou efeito no desenvolvimento das larvas até o estágio de pupa. Neste caso, podemos sugerir que a inviabilidade das larvas advindas dos ovos expostos às diferentes concentrações do extrato de juazeiro se deve ao fato da solução entrar em contato com o zigoto através da membrana externa semipermeável do ovo.

A seletividade dos extratos vegetais em pupas de *Stethorus* sp. é pouco estudada. Contudo é observado que elevadas concentrações de extratos aquosos não provocam efeitos nocivos às pupas, como demonstrado por Sarmah²⁵, corroborando com os dados aqui obtidos. Devido a camada externa da pupa ser rígida, a mesma impede que as substâncias dos extratos penetrem em seu interior e afetem o adulto em desenvolvimento.

A CL₉₀ apresentou uma maior redução, nos dois métodos avaliados (curativo e preventivo), e isso se deve, provavelmente, ao fato da concentração dos compostos químicos dos extratos serem maiores provocando efeitos mais expressivos. Esse aumento na concentração dos compostos químicos de acordo com o aumento nas concentrações letais foi observado no presente trabalho.

A redução na taxa de alimentação de predadores do gênero *Stethorus* também foi observada nos trabalhos de Sarmah et al.²⁴, Sarmah²⁵, Handique et al.³⁹ os quais verificaram que ao serem expostas a diferentes concentrações de extratos vegetais, há uma redução no consumo de ácaros durante as 48 horas de exposição. Costa⁴⁰, avaliando a biologia de *S. tridens*, verificou uma média de consumo diária de 50 ácaros, valor este superior aos encontrados no presente estudo nas joaninhas que não foram expostas às concentrações letais do extrato. Costa et al.⁷, verificaram que a joaninha *S. tridens* apresentou uma resposta funcional do tipo II, sendo eficiente no controle de ácaros-praga em baixas densidades.

Provavelmente houve redução da palatabilidade da joaninha, uma vez que em observações de laboratório, os ácaros expostos a CL₉₀ do extrato de juazeiro e de algarobeira foram rejeitados imediatamente, e os ácaros que tiveram contato com a CL₅₀ também foram rejeitados pela joaninha após primeiro contato com o extrato de juazeiro. Por outro lado, observou-se, ainda, que ácaros não expostos à solução foram consumidos por completo, o que ressalta as suposições acima.

Outro fator importante que atua diretamente na redução da ação predatória da joaninha é a presença dos compostos químicos nos extratos. Uma vez ingeridos, o ácido cafeico, por exemplo, pode ter atuado diretamente no intestino, inibindo as enzimas atuantes na desintoxicação do intestino, por meio da ligação sequencial de múltiplas moléculas de ácido cafeico que induzem diretamente modificações conformacionais nas proteases, provocando uma

diminuição significativa das suas atividades, intensificando, desta forma, o efeito inseticida do composto³¹. Esta ação do ácido cafeico possibilita a sua utilização de forma eficiente na produção de inseticidas dietéticos eficientes.

Apesar da inibição das enzimas intestinais ser algo positivo para a praga, é de suma importância verificar se tais efeitos ocorrem efetivamente nos predadores, pois, uma vez alimentados diretamente da substância química, é possível observar se haverá uma baixa seletividade no predador, o que tornaria a utilização de extratos que possuam níveis altos de ácido cafeico, inviável para a utilização associada no manejo integrado de pragas.

A repelência causada por extratos vegetais, óleos essenciais e pós de partes da planta (folhas e caules por exemplo) vem sendo comumente estudada em insetos de grãos armazenados, como mostram os trabalhos de Tavares; Vendramin⁴¹, Coitinho et al.⁴², Silva et al.⁴³ e Santos et al.⁴⁴. Contudo, trabalho que mostrem ação repelente em predadores ainda são escassos.

A repelência de larvas e adultos ocasionada pelas concentrações letais dos extratos de algarobeira e de juazeiro observada pelo IS apresentada no presente estudo, pode ter ocorrido pela composição química presente no extrato, o qual é responsável por provocar aversão as larvas de *S. tridens*. Este fato foi também observado por Kumral; Çobanoglu; Yalçın(38), os quais avaliando os efeitos de doses subletais do extrato etanoico de folhas de *Datura stramonium* (Solanaceae) no ácaro *P. ulmi* e no predador *S. gilvifrons*, verificaram que concentrações baixas do extrato (13,72 mg/L) provocaram repelência dos adultos da joaninha, efeito este que os autores atribuem diretamente a composição química da planta.

5 CONCLUSÃO

O extrato aquoso de algarobeira se mostrou mais seletivo à joaninha *S. tridens*, viabilizando a utilização das duas formas de controle associadas (Controle biológico + Extratos Vegetais) para potencializar o controle de ácaros-pragas. A CL₅₀ do extrato de juazeiro provocou menos danos ao predador quando comparado com a CL₉₀, a qual afetou apenas a viabilidade das larvas advindas dos ovos expostos a concentração, tornando a sua utilização associada com o controle biológico viável em baixas densidades da praga, pois a joaninha possui resposta funcional do tipo II. As CL₉₀ do extrato de algarobeira e de joazeiro apresentaram efeito repelente nas larvas de *S. triden* e apenas a CL₉₀ do extrato de algarobeira, provocou repelência nas joaninhas adultas.

Contudo, é de suma importância a realização de novos estudos que busquem aprimorar as técnicas de utilização de métodos alternativos associados para uma maior eficácia no controle de pragas agrícolas.

6 AGRADECIMENTOS

À CAPES e à FACEPE pelo financiamento do estudo e disponibilidade de equipamentos.

7 REFERÊNCIAS

1. Obrycki JJ, Kring TJ. Predaceous coccinellidae in biological control. *Annu Rev Entomol* **43**:295–321 (1998).
2. HODEK, I. & EVANS EW. Food relationships. *Ecology and Behaviour of the Ladybird Beetles (Coccinellidae)* 141–274 (2012).
3. Roy M, Brodeur J, Cloutier C. Seasonal activity of the spider mite predators *Stethorus punctillum* (Coleoptera : Coccinellidae) and *Neoseiulus fallacis* (Acarina : Phytoseiidae) in raspberry , two predators of *Tetranychus mcdanieli* (Acarina : Tetranychidae). *BioControl* **34**:47–57 (2005).
4. Biddinger DJ, Weber DC, Hull LA. Coccinellidae as predators of mites : Stethorini in biological control. *Biol Control* **51**:268–83 (2009).

5. Kundoo AA, Khan AA. Coccinellids as biological control agents of soft bodied insects : A review Coccinellides as biological control agents of soft bodied insects : A review. *J Entomol Zool Stud* **5**:1362–73 (2017).
6. Khan I, Spooner-Hart R. TEMPERATURE-DEPENDENT DEVELOPMENT OF IMMATURE STAGES OF PREDATORY LADYBIRD BEETLE *Stethorus vagans* (COLEOPTERA : COCCINELLIDAE) AT CONSTANT AND FLUCTUATING TEMPERATURES. *Acta Zool Acad Sci Hungaricae* **63**:83–96 (2017).
7. Costa JF, Matos CHC, Oliveira CRF De, Silva TGF, Neto IFAL. Functional and numerical responses of *Stethorus tridens* Gordon (Coleoptera : Coccinellidae) preying on *Tetranychus bastosi* Tuttle , Baker & Sales (Acari : Tetranychidae) on physic nut (*Jatropha curcas*). *Biol Control* **111**:1–5 (2017).
8. Wood L, Raworth DA, Mackauer M. Biological control of the two-spotted spider mite in raspberries with the predator mite, *Phytoseiulus persimilis*. *J Entomol Brit Columbia* **91**:59–62 (1994).
9. Rott AS, Ponsonby DJ. Improving the Control of *Tetranychus urticae* on Edible Glasshouse Crops Using a Specialist Coccinellid (*Stethorus punctillum* Weise) and a Generalist Mite (*Amblyseius californicus* McGregor) as Biocontrol Agents. *Biocontrol Sci Technol* **10**:487–98 (2000).
10. CROFT BA. Arthropod biological control agents and pesticides. 723 (1990).
11. James DG. Selectivity of the acaricide , Bifenazate , and aphicide , pymetrozine , to spider mite predators in Washington hops. *Int J Acarol* **28**:175–9 (2002).
12. Raworth DA, Robertson MC. Occurrence of the spider mite predator *Stethorus punctillum* (Coleoptera: Coccinellidae) in the Pacific Northwest. *J Aust Entomol Soc c* **99**:81–82 (2002).
13. Lenteren JC Van, Bolchmans K, Kohl J, Ravensberg WJ, Urbaneja A. Biological control using invertebrates and microorganisms : plenty of new opportunities. *BioControl* **63**:39–59 (2018).
14. Almeida, L M, Ribeiro-Costa C. Name Recti fi cation and Comparisons between *Nephaspis cocois* Gordon and *Stethorus minutulus* Gordon & Chapin (Coleoptera : Coccinellidae). *Neotrop Entomol* **39**:313 (2010).

15. Fiaboe KKM, Jr MGCG, Moraes GJ De, Ogol CKPO, Knapp M. Bionomics of the acarophagous ladybird beetle *Stethorus tridens* fed *Tetranychus evansi* Zootaxa **131**:355–361 (2007).
16. Britto ÉPJ, Gondim JR MGC, Torres JB, Fiaboe ÆKKM, Moraes GJ, Knapp ÆM. Predation and reproductive output of the ladybird beetle *Stethorus tridens* preying on tomato red spider mite *Tetranychus evansi*. BioControl **54**:363–368 (2009).
17. Rosado JF, Sarmiento RA, Picanc MC. Sampling plans for pest mites on physic nut. Exp Appl Acarol **63**:521–534 (2014).
18. MINISTÉRIO DA AGRICULTURA PEA. Sistema de agrotóxicos fitossanitários. (2020). Disponível em: <<http://agrofit.agricultura.gov.br/>>.
19. BARRÊTO AF, ARAÚJO E, BONIFÁCIO BF. Eficiência de extratos de *Agave sisalana* (Perrine) sobre o ácaro rajado *Tetranychus urticae* (Koch) e ocorrência de fitotoxidez em plantas de algodoeiro (*Gossypium hirsutum* L . r latifolium Hutch). Revista Bras Agroecol **5**:207–215 (2010).
20. XAVIER MVA, Matos CHC, Oliveira CRF De, SÁ MGR, SAMPAIO GRH. Toxicidade e repelência de extratos de plantas da caatinga sobre *Tetranychus bastosi* Tutler , Baker & Sales (Acari : Tetranychidae) em pinhão-manso. Rev Bras Plantas Med **17**:790–797 (2015).
21. Ferraz JCB, Matos CHC, Oliveira CRF DE, Sá M das GR de, Conceição AGC da. Acaricidal activity of juazeiro leaf extract against red spider mite in cotton plants. Pesqui Agropecuária Bras **52**:493–499 (2017).
22. Nascimento MDPM, Oliveira CRF, Matos CHC, Badji CA. Effect of aqueous extract of *Prosopis juliflora* on the control of the mite *Tetranychus bastosi* IN PHYSIC NUT 1. Rev Caatinga **31**:1054–1061 (2018).
23. Chiasson H, Vincent C. Insecticidal Properties of a Chenopodium -Based Botanical. Horticult Entomol **97**:1378–1383 (2004).
24. Sarmah M, Rahman A, Phukan AK, Gurusubramanian G. Effect of aqueous plant extracts on tea red spider mite, *Oligonychus coffeae*, Nietner (Tetranychidae : Acarina) and *Stethorus gilvifrons* Mulsant. African J Biotechnol **8**:417–23 (2009).
25. Sarmah M. Bioefficacy of neem kernel aqueous extract (NKAE) against tea red spider

- mite, *Oligonychus coffeae*, Nietner and its effect on *Stethorus gilvifrons* Mulsant, a potential predator of red spider mite. *J Biopestic* **9**:204–210 (2016).
26. Santos ICDS. ATIVIDADE ACARICIDA DOS EXTRATOS DE ALGAROBEIRA (*Prosopis juliflora*) E DE JUAZEIRO (*Ziziphus joazeiro*) NO CONTROLE DE *Tetranychus bastosi* (ACARI: TETRANYCHIDAE) EM PINHÃO-MANSO. Dissertação (Mestrado em Produção Agrícola) Universidade Federal Rural de Pernambuco, Garanhuns. (2018).
 27. MATOS CHC. PIMENTA *Capsicum* E SUA IMPORTÂNCIA NO MANEJO DO ÁCARO BRANCO *Polyphagotarsonemus latus* (Banks , 1904) (ACARI : TARSONEMIDAE). Tese (Doutorado em Entomologia) Universidade Federal de Viçosa, Minas Gerais. (2006).
 28. Vieira MR., Sacramento LVS., Furlan LO., Figueira JC., Rocha AB. Efeito acaricida de extratos vegetais sobre fêmeas de *Tetranychus urticae* Koch (Acari : Tetranychidae). *Rev Bras Plantas Med* **8**:210–217 (2006).
 29. Lin H, Kogan M, Fischer D. Induced Resistance in Soybean to the Mexican Bean Beetle (Coleoptera : Coccinellidae): Comparisons of Inducing Factors. *Entomol Soc Am* **19**:1852–1857 (1990).
 30. Brito SMO, Coutinho HDM, Talvani A, Coronel C, Barbosa AGR, Vega C, et al. Analysis of bioactivities and chemical composition of *Ziziphus joazeiro* Mart . using HPLC – DAD. *Food Chem* **186**:185–191 (2015).
 31. Joshi R, Wagh T, Sharma N, Mulani F, Sonavane U, Thulasiram H, et al. Way toward “ Dietary Pesticides ” : Molecular Investigation of Insecticidal Action of Caffeic Acid against *Helicoverpa armigera*. *J Agric Food Chem* **62**:10847–10854 (2014).
 32. Santos MAI, Corrêa AD, Alves AP de C, Simão AA, Alves DS, Oliveira RL de, et al. Extrato metanólico de folhas de mandioca como alternativa ao controle da lagarta-do-cartucho e de formigas cortadeiras Cassava leaf methanolic extract as an alternative to control of fall armyworm and leaf cutter ants. *Ciências Agrárias* **34**:3501–3512 (2013).
 33. Palido K, Dulcey A, MARTINEZ J. New caffeic acid derivative from *Tithonia diversifolia* (Hemsl.) A. Gray butanolic extract and its antioxidant activit. *Food Chem Toxicol* **109**:1079–1085 (2017).
 34. Jbilou R, Ennabili A, Sayah F. Insecticidal activity of four medicinal plant extracts

- against *Tribolium castaneum* (Herbst) (Coleoptera : Tenebrionidae). African J Biotechnol **5**:936–40 (2006).
35. Lester PJ, Dentener PR, Bennett K V, Connolly PG. Postharvest disinfestation of diapausing and non-diapausing twospotted spider mite (*Tetranychus urticae*) on persimmons : hot water immersion and coolstorage. Entomol Exp Appl. **83**:189–93 (1997).
 36. Cowles RS, Cowles EA, Dermott AMMC. “ Inert ” Formulation Ingredients with Activity : Toxicity of Trisiloxane Surfactant Solutions to Twospotted Spider Mites (Acari : Tetranychidae). J Econ Entomol **93**:180–8 (2000).
 37. Ditillo JL, Kennedy GG, Walgenbach JF. Biological and Microbial Control Effects of Insecticides and Fungicides Commonly Used in Tomato Production on *Phytoseiulus persimilis* (Acari : Phytoseiidae). J Econ Entomol **0**(0):1–11 (2016).
 38. Kumral NA, Çobanoğlu S, Yalçın C. Sub-lethal and lethal effects of *Datura stramonium* L . leaf extracts on the European red mite *Panonychus ulmi* (Koch) (Acari : Tetranychidae) and its predator, *Stethorus gilvifrons* (Muls .) (Col . : Coccinellidae). Int J Acarol **38**:494–501 (2013).
 39. Handique G, Roy S, Rahman A, Bora FR, Barua A. Use of some plant extracts for management of red spider mite, *Oligonychus coffeae* (Acarina : Tetranychidae) in tea plantations. Int J Trop Insect Sci **37**:234–5 (2017).
 40. COSTA JF. PARÂMETROS BIOLÓGICOS E POTENCIAL DE PREDÇÃO DE *Stethorus* SP. GORDON (COL: COCCINELLIDAE) SOBRE *Tetranychus bastosi* TUTTLE, BAKER & SALES, 1977 (ACARI: TETRANYCHIDAE) EM PINHÃO-MANSO. Dissertação (Mestrado em Produção Vegetal) Universidade Federal Rural de Pernambuco, Serra Talhada. (2016).
 41. Tavares MAGC, Vendramin JD. Bioatividade da Erva-de-Santa-Maria , *Chenopodium ambrosioides* L ., Sobre *Sitophilus zeamais* Mots . (Coleoptera : Curculionidae). Crop Prot **34**:319–23 (2005).
 42. Coitinho RLB de C, Oliveira JV, Gondim Jr GC, Câmara CAG. Atividade inseticida de óleos vegetais sobre *Sitophilus zeamais* MOTTS. (COLEOPTERA: CURCULIONIDAE) em milho armazenado. Rev Caatinga **19**:176–82 (2006).
 43. Silva TL, Oliveira CRF, Matos CHC, Badji CA, Morato RP. Leaf essential oil from

Croton pulegioidorus Baill shows insecticidal activity against *Sitophilus zeamais* MOTSCHULSKY. Rev Caatinga **2125**:354–363 (2019).

44. Santos PÉM, Sillva AB da, Lira CI de M, Matos CHC, Oliveira CRF. Contact toxicity of essential oil of *Croton pulegioidorus* baill on *Sitophilus zeamais* MOTSCHULSKY. Rev Caatinga. 2019;32(2):329–35.

LEGENDAS DAS FIGURAS

Figura 1. Perfil cromatográfico por HPLC de retenção de frações e compostos da CL₅₀ do extrato de algarobeira (*Prosopis juliflora*).

Figura 2. Perfil cromatográfico por HPLC de retenção de frações e compostos da CL₉₀ do extrato de algarobeira (*Prosopis juliflora*).

Figura 3. Perfil cromatográfico por HPLC de retenção de frações e compostos da CL₅₀ do extrato de juazeiro (*Ziziphus joazeiro*).

Figura 4. Perfil cromatográfico por HPLC de retenção de frações e compostos da CL₉₀ do extrato de juazeiro (*Ziziphus joazeiro*).

Figura 5. Efeito das concentrações do extrato de juazeiro pelo teste curativo na viabilidade das larvas de *S. tridens*.

Figura 6. Teste curativo. Proporção/número de ácaros *Tetranychus bastosi* predados por *Stethorus tridens*, sob diferentes concentrações do extrato de algarobeira (*Prosopis juliflora*) e de juazeiro (*Ziziphus joazeiro*) e função do tempo. Médias comparadas pelo teste de Tukey a 5%. O experimento foi conduzido em laboratório sob condições controladas (27±2 °C, 70% UR, 12L:12D).

Figura 7. Teste preventivo. Proporção/número de ácaros *Tetranychus bastosi* predados por *Stethorus tridens*, sob diferentes concentrações do extrato de algarobeira (*Prosopis juliflora*) e de juazeiro (*Ziziphus joazeiro*) e função do tempo. Médias comparadas pelo teste de Tukey a 5%. O experimento foi conduzido em laboratório sob condições controladas (27±2 °C, 70% UR, 12L:12D).

Figura 8. Percentual de larvas (L3 e L4) de *Stethorus tridens* atraídos quando expostos a diferentes concentrações do extrato de algarobeira (*Prosopis juliflora*). A. CL₅₀ do extrato de algarobeira. B. CL₉₀ do extrato de algarobeira. O experimento foi conduzido em laboratório sob condições controladas (27±2 °C, 70% UR, 12L:12D).

Figura 9. Percentual de larvas (L3 e L4) de *Stethorus tridens* atraídos quando expostos a diferentes concentrações do extrato de juazeiro (*Ziziphus joazeiro*). A. CL₅₀ do extrato de juazeiro. B. CL₉₀ do extrato de juazeiro. O experimento foi conduzido em laboratório sob condições controladas (27±2 °C, 70% UR, 12L:12D).

Figura 10. Percentual de insetos adultos de *Stethorus tridens* atraídos quando expostos a diferentes concentrações dos extratos de algarobeira (*Prosopis juliflora*) e de juazeiro (*Ziziphus joazeiro*). O experimento foi conduzido em laboratório sob condições controladas (27±2 °C, 70% UR, 12L:12D).

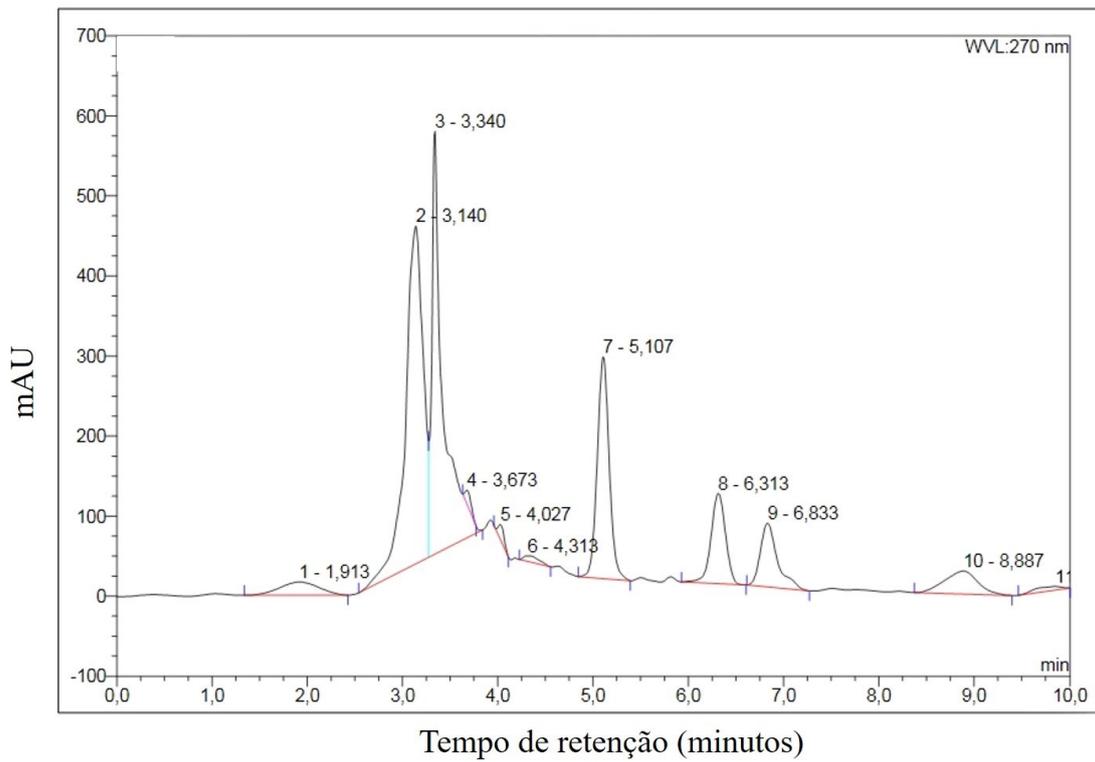


FIGURA 1

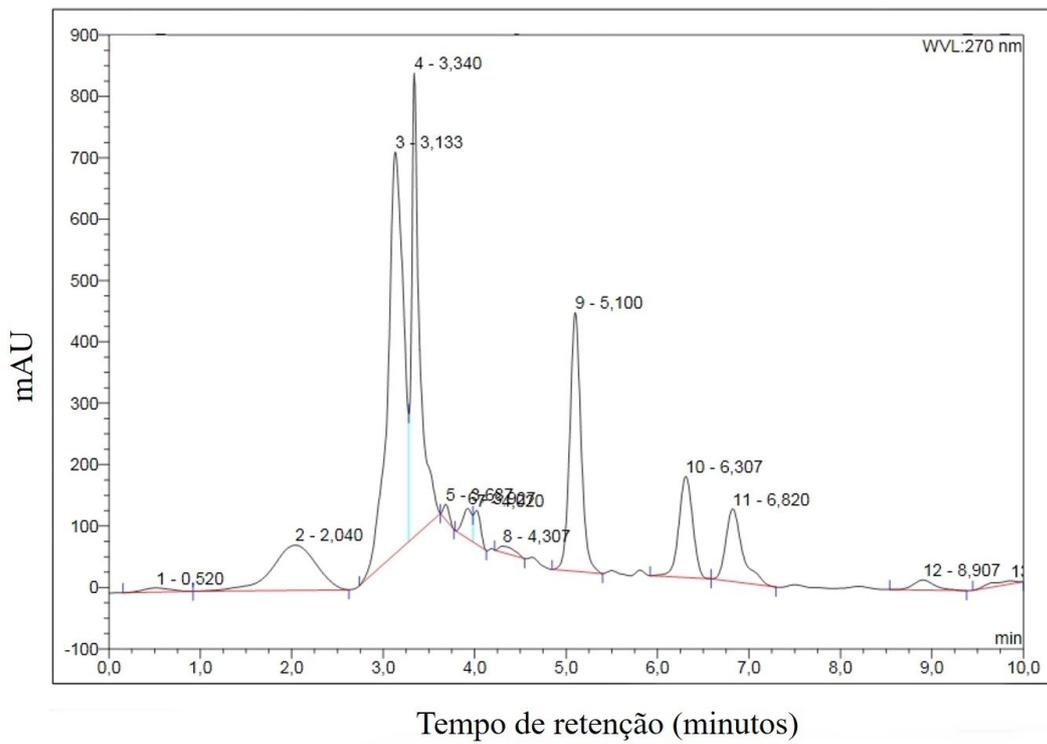


FIGURA 2

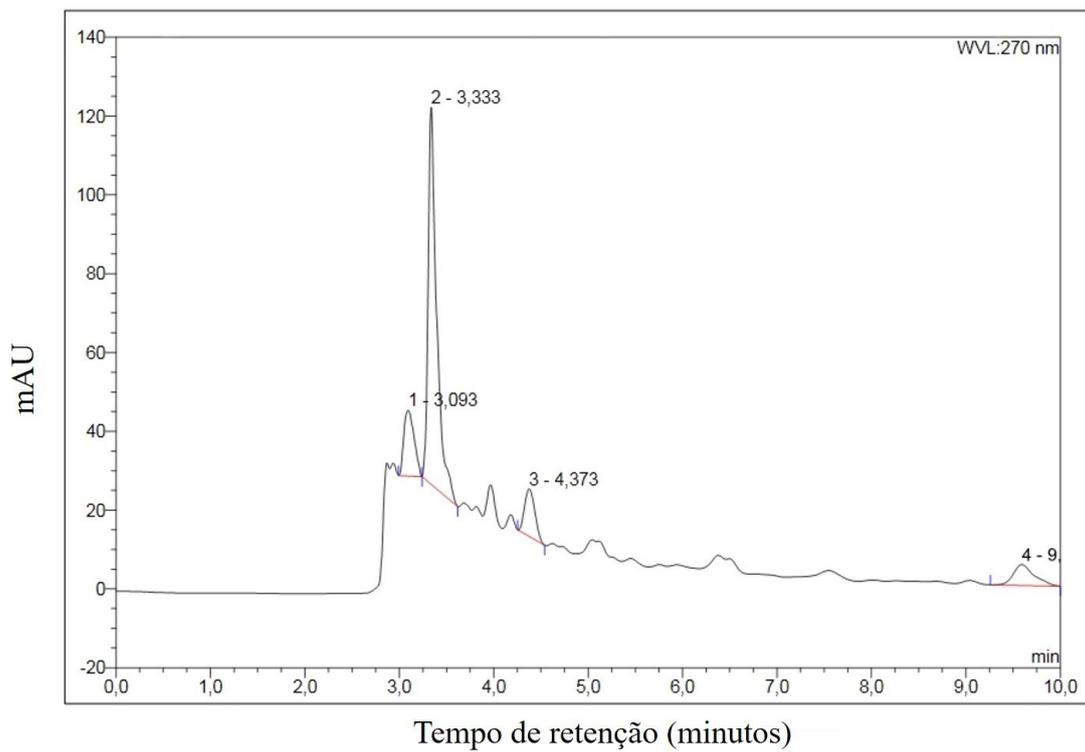


FIGURA 3

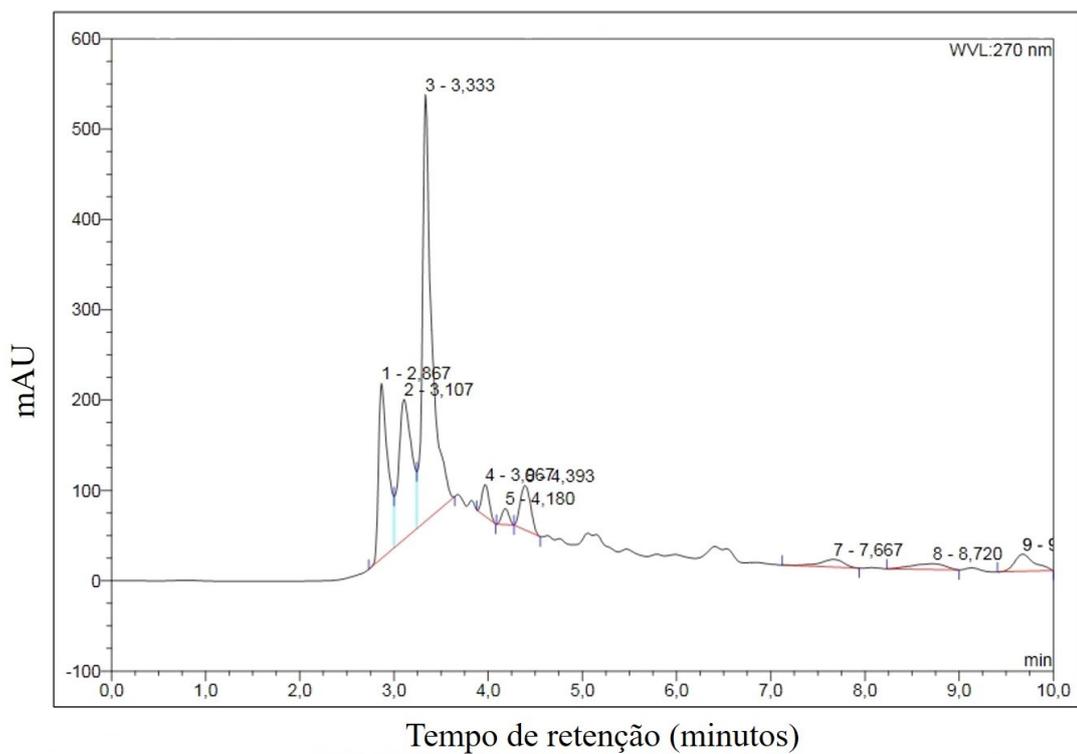


FIGURA 4

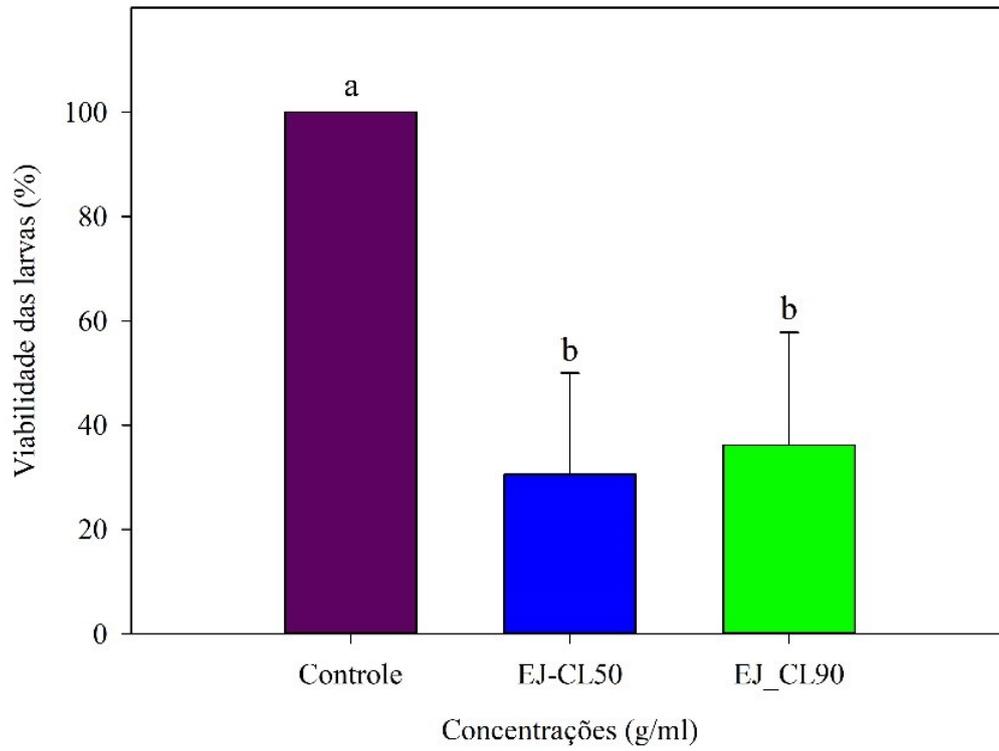


Figura 5

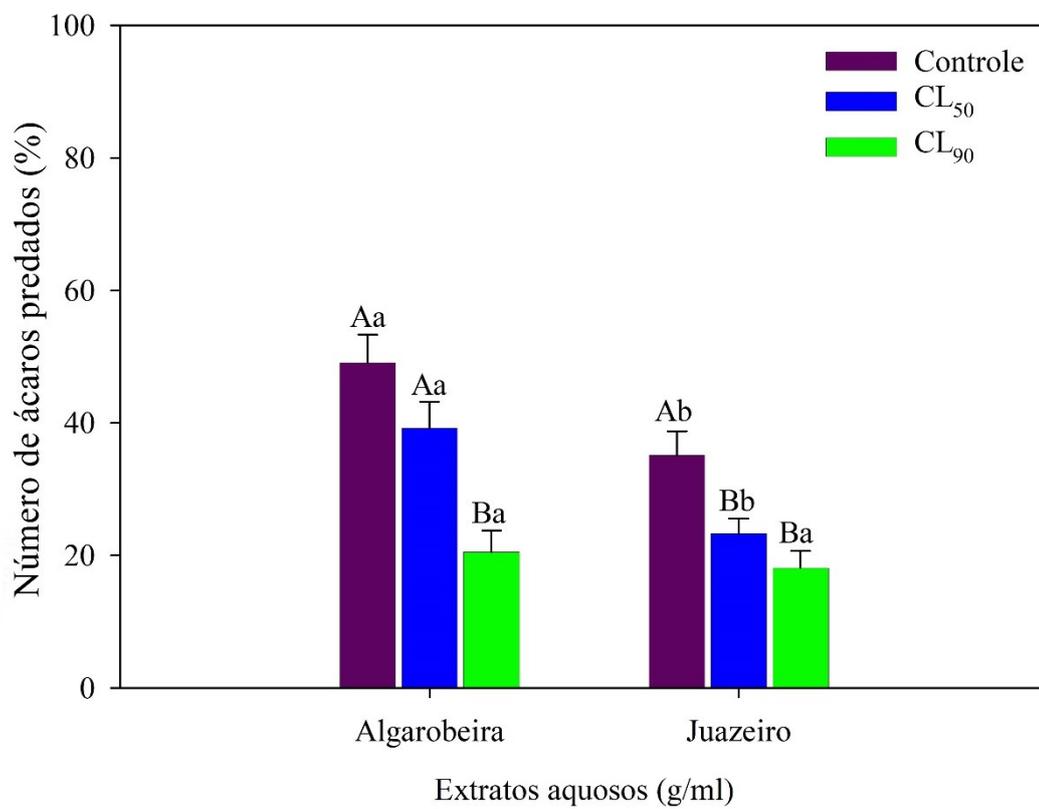


FIGURA 6

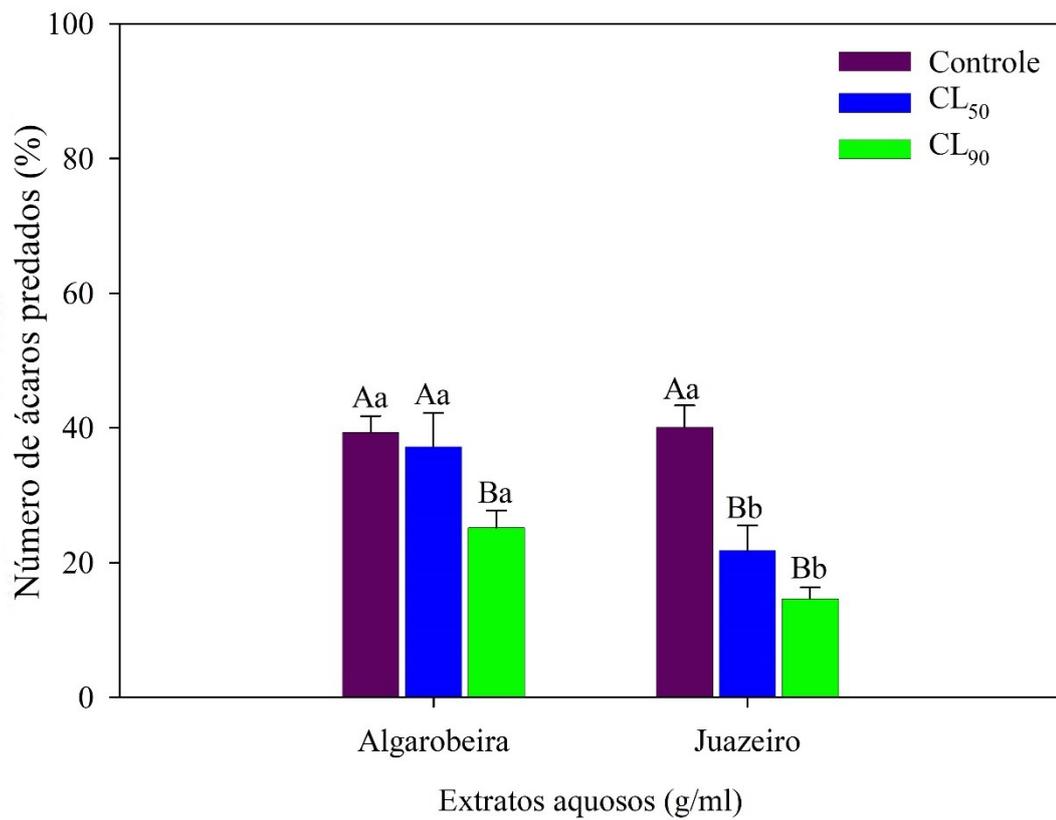


FIGURA 7

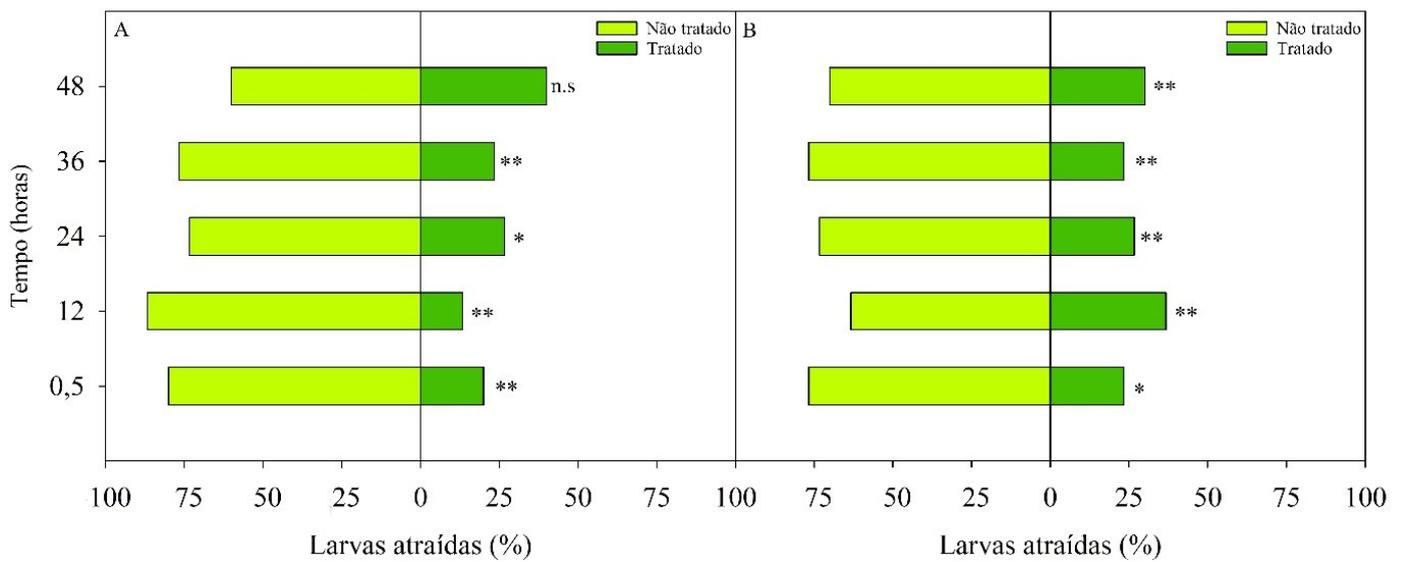


FIGURA 8

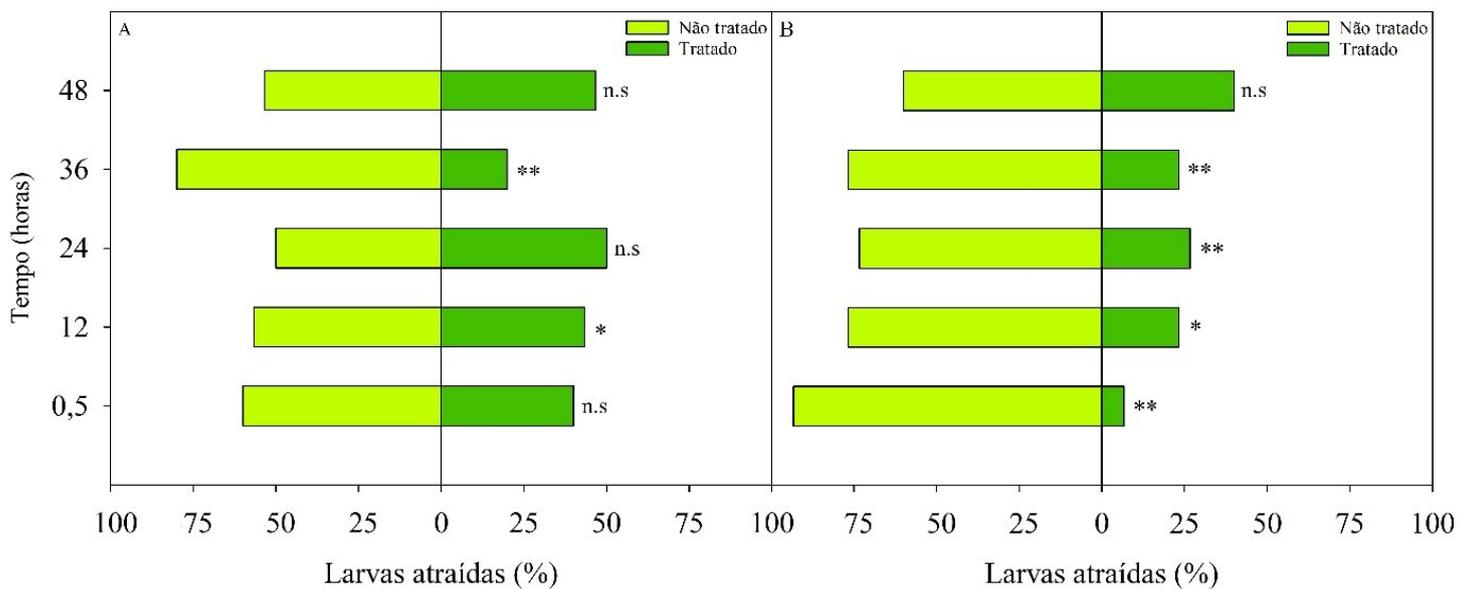


FIGURA 9

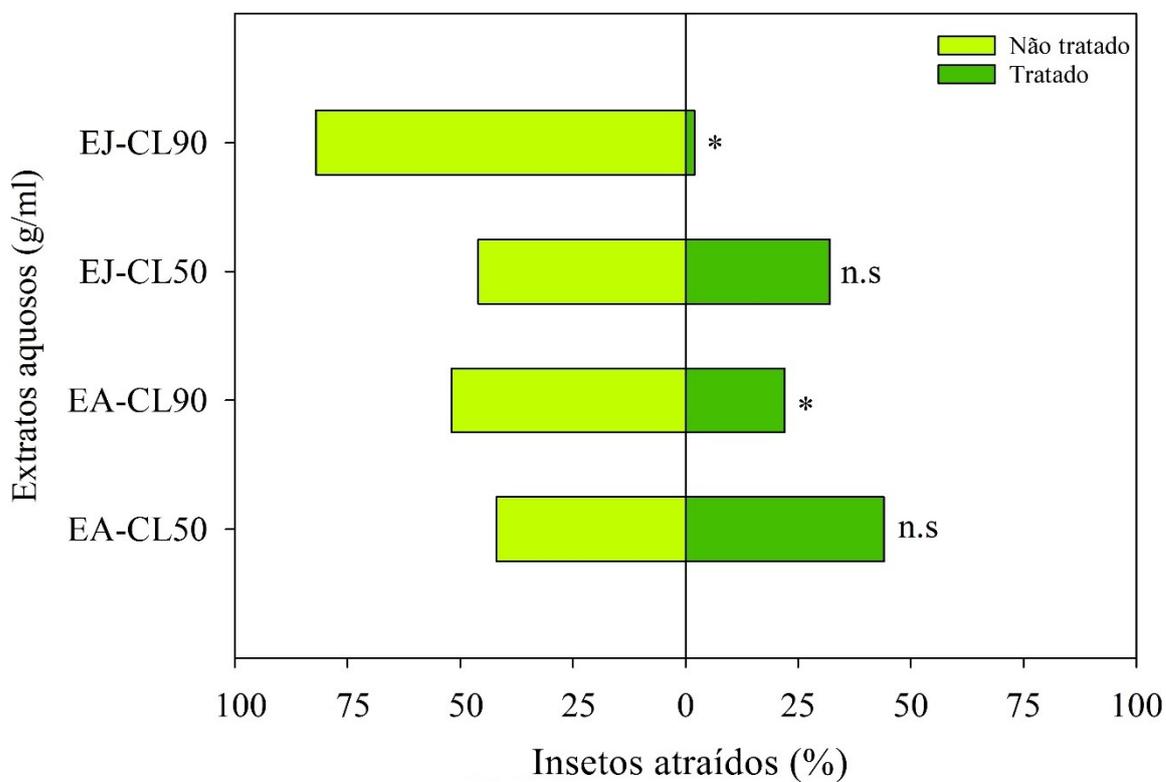


FIGURA 10

LISTA DE TABELAS

Tabela 1. Resumo das análises de regressão não lineares.

Variável	M	E	CL	Modelo	x0	y0	a	b	r ²	QME	P	
Sobrevivência de adultos de <i>S. tridens</i>	C	J	C	$y = y_0 + a \cdot \exp(-b \cdot t)$	-	74,6	25,5	1,22	0,98	1,0	<0,0001	
	C	J	50		-	37,9	62,7	1,15	0,98	2,9	<0,0001	
	C	J	90		-	19,1	80,9	1,99	1,00	0,6	<0,0001	
	C	A	C		Não houve mortalidade							
	C	A	50		Não houve mortalidade							
	C	A	90		Não houve mortalidade							
	P	J	C		-	60,7	39,5	1,34	0,99	1,2	<0,0001	
	P	J	50		-	46,1	54,7	1,05	0,97	3,3	<0,0001	
	P	J	90		-	40,4	60,5	1,04	0,97	3,7	<0,0001	
	P	A	C		Não houve mortalidade							
P	A	50	Não houve mortalidade									
P	A	90	-	91,6	8,4	1,8	1,000	0,1	<0,0001			
Sobrevivência de Larvas de <i>S. tridens</i>	C	J	C	$y = y_0 + a \cdot \exp(-b \cdot t)$	Não houve mortalidade							
	C	J	50		-	71,4	29,4	1,17	0,98	1,4	<0,0001	
	C	J	90		-	60,5	39,3	1,2	0,98	1,9	<0,0001	
	C	A	C		-	75,8	26,3	0,5	0,83	3,7	<0,0001	
	C	A	50		-	55,6	44,5	1,5	1,00	1,0	<0,0001	
	C	A	90		-	55,6	44,5	1,5	1,00	1,0	<0,0001	
	P	J	C		-	71,0	31,0	0,9	0,94	2,6	<0,0001	
	P	J	50		-	68,7	31,5	2,3	1,00	1,3	<0,0001	
	P	J	90		-	71,0	31,0	0,9	0,94	2,6	<0,0001	
	P	A	C		-	55,6	44,5	1,4	1,00	1,0	<0,0001	
P	A	50	-	65,1	36,3	0,64	0,94	3,0	<0,0001			
P	A	90	-	55,6	44,5	1,4	1,00	1	<0,0001			
Efeito Ovicida	C	J	C	$y = y_0 + a / (1 + \exp(-(t-t_0)/b))$	3,4	27,4	72,3	-0,2	1,00	1,5	<0,0001	
	C	J	50		3,6	7,7	92,7	-0,3	1,00	1,3	<0,0001	
	C	J	90		3,4	27,2	72,4	-0,2	1,00	1,8	<0,0001	
	C	A	C		3,5	53,0	47,0	-0,16	1,00	0,1	<0,0001	
	C	A	50		3,5	50,0	50,0	-0,10	1,00	0,3	<0,0001	
	C	A	90		3,5	53,0	47,0	-0,16	1,00	0,1	<0,0001	
	P	J	C		3,7	8,1	92,8	-0,22	1,00	1,7	<0,0001	
	P	J	50		3,8	-0,6	101,7	-0,32	1,00	4,6	<0,0001	
	P	J	90		3,7	8,0	92,7	-0,22	1,00	1,7	<0,0001	
	P	A	C		3,5	21	78,0	-0,10	1,00	0,5	<0,0001	
P	A	50	3,7	-0,6	101,5	-0,36	1,00	3,2	<0,0001			
P	A	90	3,5	20,7	78,4	-0,23	1,00	4,0	<0,0001			
Viabilidade das larvas de <i>S. tridens</i>	C	J	C	$y = y_0 + a / (1 + \exp(-(t-t_0)/b))$	Não houve mortalidade							
	C	J	50		5,8	27,5	72,9	-0,30	1,00	1,7	<0,001	
	C	J	90		5,5	34,8	65,8	-0,40	0,98	3,1	<0,001	
	C	A	C		Não houve mortalidade							
	C	A	50		Não houve mortalidade							
	C	A	90		4,7	89,0	11,0	-0,10	1,00	0,1	<0,001	
	P	J	C		Não houve mortalidade							
	P	J	50		Não houve mortalidade							
	P	J	90		Não houve mortalidade							
	P	A	C		4,7	89,0	11,1	-0,10	0,98	0,6	<0,001	
P	A	50	4,5	92,0	8,0	-0,1	1,00	0,1	<0,001			
P	A	90	4,6	83,0	17,0	-0,1	1,00	0,1	<0,001			
Efeito na eclosão das pupas de <i>S. tridens</i>	C	J	C	$y = a \cdot \exp(b \cdot t)$	-	-	7,67	0,87	0,92	12,9	<0,0001	
	C	J	50		-	-	4,33	1,05	0,99	5,5	<0,0001	
	C	J	90		-	-	5,14	0,99	0,97	7,2	<0,0001	
	C	A	C		-	-	8,15	0,84	0,97	7,4	<0,0001	
	C	A	50		-	-	5,11	1,0	0,92	13,7	<0,0001	
	C	A	90		-	-	2,99	1,17	1,0	2,8	<0,0001	
	P	J	C		-	-	12,40	0,72	0,77	24,2	<0,0001	
	P	J	50		-	-	8,49	0,82	0,97	7,2	<0,0001	
	P	J	90		-	-	8,15	0,84	0,97	7,4	<0,0001	
	P	A	C		-	-	7,67	0,87	0,92	12,9	<0,0001	
P	A	50	-	-	5,11	1,0	0,92	13,7	<0,0001			
P	A	90	-	-	5,14	0,99	0,97	7,2	<0,0001			

M= metodologia (C= curativo, P=preventivo). E= extratos vegetais. CL= Concentração Letal (C=controle, 50= CL₅₀, 90= CL₉₀). (Teste t de Student (P <0,0001), teste F de Fisher (P <0,0001). Parâmetros estimados para sobrevivência de adultos e larvas: a = taxa de decaimento da sobrevivência; b = dias necessários para ocorrer a estabilização da taxa de decaimento, y0= valor mínimo da curva. Para o efeito ovicida o parâmetro: a = taxa de eclosão dos ovos; b = dias necessários para ocorrer a estabilização da taxa de eclosão; y0= valor mínimo da curva, x0= momento exato onde a curva atinge a sua estabilidade. Viabilidade das larvas: a= taxa de viabilidade das larvas; b= tempo de decaimento, y0= valor mínimo da curva e x0 = momento exato onde a curva atinge a sua estabilidade. Sobrevivência das pupas: a = taxa de crescimento; b = momento de partida de crescimento da curva.

Tabela 2. Índice de repelência (%) das concentrações letais dos extratos aquosos de algarobeira (*Prosopis juliflora*) e de juazeiro (*Ziziphus joazeiro*) em larvas de *Stethorus tridens*.

Tempo (horas)	Extratos	Concentrações (g/ml)	Não Tratado	Tratado	IR	IS
			$\mu \pm DP$	$\mu \pm DP$	$\mu \pm DP$	
0,5	Algarobeira	CL50	8,0 ± 0,0	2,0 ± 0,0	0,50 ± 0,00	R
		CL90	7,6 ± 1,5	2,3 ± 1,5	0,47 ± 0,35	R
	Juazeiro	CL50	6,0 ± 2,0	4,0 ± 2,0	1,33 ± 0,40	N
		CL90	9,3 ± 0,6	6,67 ± 5,8	0,13 ± 0,10	R
12	Algarobeira	CL50	8,6 ± 1,5	1,3 ± 1,5	0,31 ± ,031	R
		CL90	6,3 ± 0,6	3,6 ± 0,6	0,73 ± 0,12	R
	Juazeiro	CL50	5,6 ± 1,5	4,3 ± 1,5	1,53 ± 0,12	N
		CL90	7,6 ± 0,6	2,3 ± 0,6	0,47 ± 0,35	R
24	Algarobeira	CL50	7,3 ± 1,5	2,6 ± 1,5	0,73 ± 0,31	N
		CL90	7,3 ± 0,5	2,6 ± 0,6	0,78 ± 0,12	R
	Juazeiro	CL50	5,0 ± 1,0	5,0 ± 1,0	2 ± 0,20	N
		CL90	7,3 ± 0,6	2,6 ± 0,6	0,53 ± 0,12	R
36	Algarobeira	CL50	7,6 ± 0,6	2,3 ± 0,6	0,61 ± 0,12	R
		CL90	7,6 ± 0,6	2,3 ± 0,6	0,65 ± 0,12	R
	Juazeiro	CL50	8,0 ± 0,0	2,0 ± 0,0	0,5 ± 0,0	R
		CL90	7,6 ± 0,6	2,3 ± 0,6	0,47 ± 0,12	R
48	Algarobeira	CL50	6,0 ± 1,0	4,0 ± 1,0	1,33 ± 0,20	N
		CL90	7,0 ± 0,0	3,0 ± 0,0	0,76 ± 0,00	R
	Juazeiro	CL50	5,3 ± 0,6	4,7 ± 0,6	1,75 ± 0,12	N
		CL90	6,0 ± 0,0	4,0 ± 0,0	0,8 ± 0,00	R

IR: índice de repelência ($IR=2G/(G+P)$), G= número de insetos no tratado e P= número de insetos no não tratado (testemunha); IS: Intervalo de segurança ($IR+DP$). Valores ≥ 1 não indicam repelência e valores \leq indicam repelência.

Tabela 3. Índice de repelência (IR%) das concentrações letais dos extratos aquosos de algarobeira (*Prosopis juliflora*) e de juazeiro (*Ziziphus joazeiro*) em adultos de *Stethorus tridens*.

Extratos	Concentrações (g/ml)	Não Tratado	Tratado	IR	IS
		$\mu \pm DP$	$\mu \pm DP$	$\mu \pm DP$	
Algarobeira	CL50	4,2 ± 3,4	4,4 ± 2,6	0,821 ± 0,71	N
	CL90	5,2 ± 1,9	2,2 ± 1,8	0,048 ± 0,06	R
Juazeiro	CL50	4,6 ± 3,0	3,2 ± 3,8	1,023 ± 0,67	N
	CL90	8,2 ± 1,3	0,2 ± 0,4	0,595 ± 0,51	N

IR: índice de repelência ($IR=2G/(G+P)$, G= número de insetos no tratado e P= número de insetos no não tratado (testemunha));
IS: intervalo de segurança ($IR \pm DP$). Valores ≥ 1 não indicam repelência e valores ≤ 1 indicam repelência.

ANEXO

Imagens representativas da metodologia utilizada no presente estudo.



Figura 1. Aspecto geral das arenas utilizadas para criação do ácaro *Tetranychus bastosi* em folhas de feijão-de-porco, em laboratório ($27 \pm 2^\circ\text{C}$, $70 \pm 5\%$ e 12 horas de fotofase).



Figura 2. Aspecto geral das arenas utilizada para criação da joaninha *Stethorus tridens* em folhas de pinhão-manso, em laboratório ($27 \pm 2^\circ\text{C}$, $70 \pm 5\%$ e 12 horas de fotofase).



Figura 3. Preparação dos extratos aquosos de algarobeira e de juazeiro: A. Obtenção do pó de algarobeira e de juazeiro. B. Preparação da solução estoque.



Figura 4. Aspecto geral do HPLC utilizado para realizar a cromatografia das concentrações letais (CL₅₀ e CL₉₀) dos extratos de juazeiro e de algarobeira.



Figura 5. Aspecto geral das arenas utilizadas para avaliação da taxa de sobrevivência de larvas, pupas e adultos, efeito ovicida, viabilidade das larvas e taxa de predação, em discos de folha de pinhão-mansão mantidas em laboratório (27 ± 2 °C, $70 \pm 5\%$ e 12 horas de fotofase).

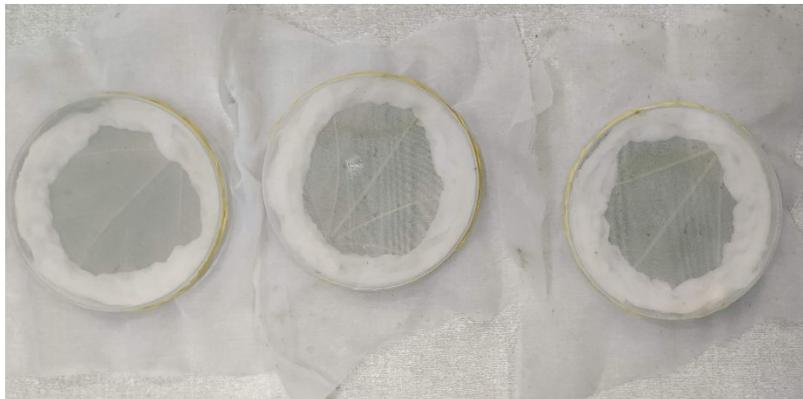


Figura 6. Aspecto geral das arenas utilizadas para a avaliação do teste de repelência em larvas de *Stethorus tridens* em discos de folha de pinhão-mansão mantidas em laboratório (27 ± 2 °C, $70 \pm 5\%$ e 12 horas de fotofase).

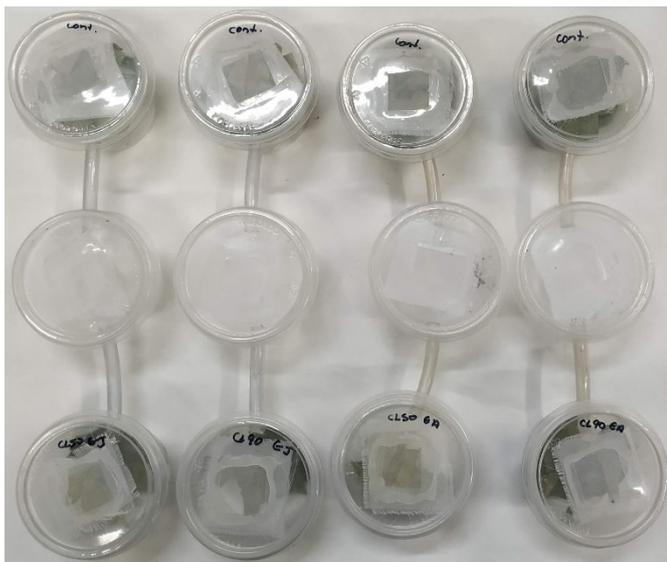


Figura 7. Aspecto geral das arenas utilizadas para a avaliação do teste de repelência em adultos de *Stethorus tridens*, em discos de folha de pinhão-mansão mantidas em laboratório (27 ± 2 °C, $70 \pm 5\%$ e 12 horas de fotofase).