



UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DE PERNAMBUCO

DEPARTAMENTO DE AGRONOMIA

ÁREA DE ENTOMOLOGIA AGRÍCOLA

RELATÓRIO DE ESTÁGIO SUPERVISIONADO OBRIGATÓRIO

**EFEITOS DE SEMIOQUÍMICOS NO DESENVOLVIMENTO E CAPACIDADE DE
PREDÇÃO DE JOANINHAS PREDADORAS DE COCHONILHAS**

ENGCEL BEATRIZ SILVA DO CARMO

RECIFE, DEZEMBRO/2018

UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DE PERNAMBUCO

**DEPARTAMENTO DE AGRONOMIA
ÁREA DE ENTOMOLOGIA AGRÍCOLA**

RELATÓRIO DE ESTÁGIO SUPERVISIONADO OBRIGATÓRIO

EFEITOS DE SEMIOQUÍMICOS NO DESENVOLVIMENTO E CAPACIDADE DE PREDAÇÃO DE JOANINHAS PREDADORAS DE COCHONILHAS

Relatório técnico de atividades realizadas durante o Estágio Supervisionado Obrigatório apresentado ao Departamento de Agronomia, da Universidade Federal Rural de Pernambuco (Sede), como parte integrante dos requisitos exigidos para obtenção do título de Engenheira Agrônoma.

Orientadora: Prof^a. Dr^a Christian Sherley Araújo da Silva Torres

Supervisor: Prof^o Dr^o Jorge Braz Torres

RECIFE, DEZEMBRO/2018

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP)
Sistema Integrado de Bibliotecas da UFRPE
Biblioteca Central, Recife-PE, Brasil

C287e Carmo, Enggel Beatriz Silva do.
Efeitos de semioquímicos no desenvolvimento e capacidade de
predação de joaninhas predadoras de cochonilhas / Enggel Beatriz
Silva do Carmo. - Recife, 2019.
45 f.: il.

Orientador(a): Christia Sherley Araujo da Silva Torres.
Coorientador(a): Jorge Braz Torres.
Trabalho de Conclusão de Curso (Graduação) - Universidade
Federal Rural de Pernambuco, Departamento de Agronomia, Recife,
BR-PE, 2019.
Inclui referências e apêndice(s).

1. Semioquímicos 2. Insetos como agentes no controle biológico
de pragas 3. Pragas - Controle biológico I. Torres, Christia Sherley
Araujo da Silva, orient. II. Torres, Jorge Braz, coorient. III. Título

CDD 630

UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DE PERNAMBUCO

DEPARTAMENTO DE AGRONOMIA

ÁREA DE ENTOMOLOGIA AGRÍCOLA

Discente: Enggel Beatriz Silva do Carmo

Matrícula: 104.390.244-98

Curso: Agronomia

Orientador: Prof.^a Dr.^a Christian S. A. da Silva Torres

Supervisor: Prof.^o Dr.^o Jorge Braz Torres

Local: Laboratório de Comportamento de Insetos, Departamento de Agronomia-Fitossanidade, Universidade Federal Rural de Pernambuco. Rua Dom Manoel de Medeiros, Dois Irmãos, Recife- PE, 52171-900.

Período: 01/10/2018 a 30/11/2018

Carga horária: 210 horas

RELATÓRIO DE ESTÁGIO SUPERVISIONADO OBRIGATÓRIO

AVALIAÇÃO DO ESTÁGIO SUPERVISIONADO OBRIGATÓRIO - ESO

Nota_____

Enggel Beatriz Silva do Carmo
Discente do curso de Agronomia - UFRPE

Prof.^a Dr.^a Christian S. A. da Silva Torres - UFRPE
Orientadora - UFRPE

Prof.^o Dr.^o Jorge Braz Torres - UFRPE
Supervisor - UFRPE

RECIFE, DEZEMBRO/2018

Dedico aos meus pais, Elton Luiz do Carmo e Tereza Cristina Silva do Carmo, e à minha avó, Tereza Maria da Silva (in memoriam) por todo apoio, perseverança e amor que estes em mim depositam.

LISTA DE TABELAS

Tabela 1. Tempo médio de desenvolvimento (\pm EP) das joaninhas predadoras, <i>Tenuisvalvae notata</i> e <i>Cryptolaemus montrouzieri</i> sob diferentes condições de exposição à semioquímicos voláteis.....	36
Tabela 2. Efeito da interação entre tratamento, sexo e status na predação de <i>Ferrisia dasyrili</i> por <i>Tenuisvalvae notata</i> e <i>Cryptolaemus montrouzieri</i>	36
Tabela 3. Média (\pm EP) da predação de fêmeas adultas de <i>Ferrisia dasyrili</i> por machos e fêmeas de <i>Tenuisvalvae notata</i> e <i>Cryptolaemus montrouzieri</i> sob diferentes condições de acasalamento e exposição à semioquímicos ao longo de 24 horas.....	37

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Arena experimental confeccionada de placas de Petri de acrílico	38
Figura 2. Abóboras “Jacarezinho” para criação da presa <i>F. dasylirii</i>	38
Figura 3. Criação do predador <i>T. notata</i> em caixa de acrílico com abertura lateral coberta de tecido voal para ventilação	39
Figura 4. A. Ovos de <i>T. notata</i> envoltos na cera da presa <i>F. dasylirii</i> . B. Larva de primeiro instar. C. Larva de segundo instar predando cochonilha.	39
Figura 5. Fêmea de <i>T. notata</i> predando a cochonilha <i>F. dasylirii</i>	40
Figura 6. A. Larva de primeiro instar de <i>C. montrouzieri</i> . B. Larva de terceiro instar. C. Exúvia da larva de terceiro instar.	40
Figura 7. Casal de adultos de <i>C. montrouzieri</i>	41
Figura 8. Imagem do monitoramento do caminhamento da joaninha sobre o rastro no programa software ViewPoint™ 288 (ViewPoint Life Sciences Inc., Montreal, Canadá).	41
Figura 9. Câmera de vídeo acoplada a um suporte vertical e posicionada sobre a arena, capturando o comportamento do inseto.	42
Figura 10. Número médio (\pm EP) de cochonilhas consumidas em 24h por joaninhas fêmeas (A) e machos (B) de <i>Cryptolaemus mountrouzieri</i> e <i>Tenuisvalvae notata</i> submetidas a diferentes condições de voláteis.	43
Figura 11. Número médio (\pm EP) de cochonilhas consumidas em 24h por joaninhas fêmeas (A) e machos (B) de <i>Cryptolaemus mountrouzieri</i> e <i>Tenuisvalvae notata</i> submetidas a diferentes condições de rastros	44

SUMÁRIO

1. Introdução	8
1.1 Semioquímicos.....	8
1.2 Controle biológico de insetos pragas	10
1.3 Joaninhas predadoras	11
1.3.1 <i>Tenuisvalva notata</i> (Mulsant) (Coleoptera: Coccinellidae)	12
1.3.2 <i>Cryptolaemus montrouzieri</i> Mulsant(Coleoptera: Coccinellidae)	13
1.6 Cochonilhas (Hemiptera: Sternorrhyncha: Coccoidea)	14
1.6.1 Cochonilhas-farinhentas (Pseudococcidae)	15
2. Efeito de semioquímicos no desenvolvimento de joaninhas.	16
2.1 Objetivo.....	16
2.2 Metodologia	16
2.3 Resultados e discussão	17
3. Efeito de semioquímicos na capacidade de predação das joaninhas	18
3.1 Objetivo.....	18
3.2 Metodologia.....	18
3.3 Resultados e discussão	19
4. Resposta comportamental de <i>T. notata</i>, <i>C. montrouzieri</i> frente aos rastros de coespecíficos e heteroespecíficos.....	21
4.1 Objetivo.....	21
4.2 Metodologia.....	21
5. Manutenção de criação de insetos.....	22
5.1 Criação de cochonilhas	22
5.2 Criação das joaninhas <i>Tenuisvalvae notata</i> e <i>Cryptolaemus montrouzieri</i>	22
6. Cronograma de execução.....	23
7. Considerações finais	24
8. Referências bibliográficas.....	25

1. INTRODUÇÃO

1.1 Semioquímicos

São definidos como semioquímicos, as substâncias que, dentro de um contexto natural, transmitem informações numa interação entre indivíduos, determinando uma resposta comportamental ou fisiológica, que pode ter efeito benéfico ou não (TRIGO et al., 2000), e os ajudam na ação de defesa ou ataque contra sua espécie de predador ou hospedeiro, manipulando o comportamento de outros insetos (RAMA et al., 2016). Portanto, a comunicação entre os organismos é mediada por semioquímicos, e o conhecimento destas substâncias permite utilizá-las em estratégias ecologicamente sustentáveis de controle de pragas pela redução ou não utilização de inseticidas.

Entre as táticas de manejo de pragas com grande importância dentro do MIP, temos o controle comportamental, principalmente no que se refere aos aspectos da comunicação entre insetos e insetos-plantas. Os feromônios sexuais ou de agregação já vêm sendo utilizados para monitoramento e controle de algumas pragas agrícolas e de produtos armazenados, como por exemplo: o bicudo-do-algodoeiro, *Anthonomus grandis* (Coleoptera: Curculionidae), a traça-do-tomateiro, *Tuta absoluta* (Lepidoptera: Gelechiidae), a *Bonagota salubricola* (Lepidoptera: tortricidae), e o besouro-do-fumo, *Lasioderma serricorne* (Coleoptera: Anobiidae) (THOMAZINI, 2009). Além disso, as plantas são fontes de compostos ativos conhecidos como metabólitos secundários que podem causar repelência aos artrópodes, antes ou após a herbivoria, e esses compostos também podem recrutar os inimigos naturais das pragas. Assim, a ecologia química de interações inseto-insetos e inseto-planta pode favorecer o controle das pragas em sistemas agrícolas (PINTO-ZEVALLOS & ZARBIN, 2013).

Os semioquímicos são muito importantes na localização de presas, na defesa e agressividade, na seleção de plantas, na escolha de locais de oviposição, na corte e acasalamento, na organização das atividades sociais e em diversos outros tipos de comportamento dos insetos (VILELA & DELLA LUCIA, 2001; THOMAZINI, 2009).

Dentre os semioquímicos de insetos, os hidrocarbonetos são muito variados e formam um dos grupos mais versátil de produtos químicos que desempenham um papel fundamental

na impermeabilização da cutícula do inseto (PROVOST et al., 2008), eles também ajudam na comunicação química entre e dentro das espécies (SONENSHINE, 2004), como em formigas por exemplo, que reconhecem indivíduos do mesmo ninho com base no perfil de hidrocarbonetos cuticulares (SHOREY, 1973; SIMÕES, 2015). Os alcanos ajudam na formação de camadas impermeáveis sobre a cutícula dos insetos e previnem a dessecação, enquanto os alcenos formam camadas mais permeáveis e desempenham um papel mais importante na comunicação química (GIBBS, 1998). Os perfis químicos são importantes na comunicação química, e são conhecidos por sofrerem alterações de acordo com a idade do inseto por exemplo, (WAKONIG et al., 2000; CUVILLIER-HOT et al., 2001), a atividade do ovário (DILLWITH et al., 1983), condição nutricional (LIANG & SILVERMAN, 2000), ou o habitat que o inseto vive, devido a absorção de compostos a partir do substrato (PAN et al., 2006).

Nas joaninhas, (Coleoptera: Coccinellidae), os hidrocarbonetos têm sido encontrados em compostos voláteis, rastros e lipídeos cuticulares, e são conhecidos por influenciar a oviposição (RUZICKA, 1997, MISHRA et al., 2012, 2013), reconhecimento de parceiro sexual (AL ABASSI et al., 1998; BROWN et al., 2006), e reconhecimento de espécies (HEMPTINNE et al., 2001). Algumas espécies de joaninhas produzem feromônio de agregação em regiões temperadas, e assim os indivíduos se agregam em locais propícios para hibernação, como, por exemplo, a *Hippodamia convergens* (WHEELER & CARDÉ, 2013).

Os rastros de larvas de joaninhas contêm determinados alcanos ou suas misturas que detêm fêmeas de *Coccinellia septempunctata* L., *Adalia bipunctata* (L.) (HEMPTINNE et al., 2001) e *Harmonia axyridis* Pallas (YASUDA et al., 2000) de ovipositar em colônias de pulgão já atacadas por outras larvas. Com o intuito de reduzir o canibalismo e predação, as joaninhas depositam hidrocarbonetos para proteger seus ovos, reconhecer coespecíficos e avaliar a qualidade de um sítio de oviposição (HEMPTINNE et al., 2001). Outro estudo demonstrou que as fêmeas de Coccinellidae de diferentes espécies variam em sua resposta de oviposição e dissuasão em rastros de espécies de diferentes predadores (RUZICKA, 2001). Dessa forma, podemos inferir que as interações ecológicas envolvendo os coccinelídeos no controle biológico são dependentes da produção, liberação e detecção de semioquímicos que têm sido investigados mais recentemente devido aos efeitos que tais compostos podem causar.

1.2 Controle Biológico de Insetos Pragas

O controle biológico consiste na utilização de inimigos naturais na manutenção da densidade de outro organismo, a fim de reduzir essa população a um nível mais baixo do que aquela que normalmente ocorreria na sua ausência da ação de parasitoides, predadores e patógenos (DEBACH, 1968).

Pode ser classificado como Controle Biológico Clássico, em que há a introdução de inimigos naturais na área para controlar pragas exóticas; Controle Biológico Natural, onde existe a conservação dos inimigos naturais já presentes na área buscando práticas que beneficiem o ambiente para favorecer sua ação; e o Controle Biológico Aplicado ou Aumentativo, em que grande quantidade de insetos, multiplicados em laboratório que são liberados na área alvo visando um rápido controle da praga (BELLOWS & FISHER, 1999; GALLO et al., 2002).

Dentre os inimigos naturais de insetos, encontramos uma grande diversidade de organismos tais como: pássaros, lagartos, tamanduás, anfíbios, insetos entomófagos (predadores e parasitoides), e os entomopatógenos (fungos, bactérias, vírus, nematoides, protozoários) (FLINT & DREISTADT, 1998). Os insetos predadores podem se alimentar de sua presa, que geralmente é mais de uma ao longo da sua vida, tanto na fase jovem quanto na adulta, sendo em geral de tamanho maior do que ela; podem ser generalistas, se alimentando de uma grande gama de espécies de diferentes categorias taxonômicas, ou especialistas, se alimentando de espécies seletas; apresentam uma grande quantidade de espécies representantes em 22 ordens de insetos, com destaque para Coleoptera, Neuroptera, Hymenoptera, Diptera e Dermaptera, entre outras; e estão presentes em uma grande variedade de cultivos controlando um grande número de pragas como pulgões, cochonilhas, lagartas, larvas de besouros, tripes etc. Como um exemplo de predadores que vem sendo utilizado de forma intensiva nos três tipos de controle biológico anteriormente citados, têm-se os da família Coccinellidae, da ordem Coleoptera, popularmente conhecidos como joaninhas predadoras (VAN DRIESCHE et al., 2007; VAN LENTEREN, 2003; SILVA & BATISTA, 2007).

1.3 Joaninhas predadoras

A família Coccinellidae apresenta milhares de espécies, tem como seus representantes as joaninhas, importantes inimigos naturais utilizados no controle biológico de pulgões e cochonilhas principalmente (HAGEN, 1962). É um grupo que possui um hábito alimentar bastante diversificado, existem espécies que se alimentam de fungos e de pólen, e até aqueles que podem se alimentar de plantas, como nos gêneros *Epilachna* e *Henosepilachna* que neste caso são consideradas pragas (NAZ et al., 2012).

As joaninhas são insetos holometabólicos, passando ao longo de seu desenvolvimento, por diferentes estágios de vida até chegar na fase adulta, sendo estes ovo, larva, pupa e adultos (COSTA LIMA, 1952). O período de ovo a adulto pode variar entre as espécies e com as condições ambientais e de alimento, como é o caso de *Coleomegilla maculata* (Degeer), que apresenta ciclo biológico médio de 18,73 dias (temperatura de $25 \pm 1^\circ\text{C}$, umidade relativa de $70 \pm 10\%$ e fotofase de 12 horas) (SILVA, 2009); e *Epilachna vigintioctopunctata* (Fabricius), que apresenta ciclo biológico médio de $41,44 \pm 0,82$ dias, variando de 33 a 50 dias (temperatura média de $\pm 24^\circ\text{C}$, umidade relativa de $> 53\%$ e 12 horas de fotofase) (ARAUJO-SIQUEIRA, 2004). Esse desenvolvimento também é influenciado por fatores abióticos, situação observada nas joaninhas *Eriopis connexa connexa* (Germar) e *H. axyridis*, que têm seu ciclo de vida influenciado pela temperatura e fotoperíodo, respectivamente (DUARTE & POLANÍA, 2009; REZNIK & VAGHINA, 2011), e também em *Hippodamia convergens* Guérin-Meneville, que modifica seu comportamento no inverno, onde entram em diapausa e se agregam (HAGEN, 1962) e *Coccinella septempunctata* L., onde ocorre o mesmo porém no verão (KATSOYANNOS et al., 1997; HONEK et al., 2007).

É possível observar a importância e o potencial das joaninhas predadoras na cultura do algodão como observado por Sujii et al. (2007) e Rashid et al. (2012) para as espécies *Cycloneda sanguinea*, *Scymnus* sp., *H. convergens*, *E. connexa* predando o pulgão *Aphis Gossypii* Glover e *Chrysoperla carnea* e *Cryptolaemus montrouzieri* predando a cochonilha *Phenacoccus solenopsis* Tinsley. Além disso, Vieira et al. (1997) e Bartoli et al. (2014) estudaram as respostas funcionais de joaninhas espécies do gênero *Scymnus* predando o pulgão verde *Schizaphis graminum* (Rondani) e a cochonilha branca *Planococcus citri* Risso, respectivamente; e Gravena (2003), que estudou o controle da

cochonilha-branca dos citros *Planococcus citri* (Risso) pela joaninha *Cryptolaemus montrouzieri* Mulsant.

Os coccinelídeos apresentam, quando adultos, tamanho bastante variado medindo de 0,8 a 18mm de comprimento, corpo frequentemente oval, e coloração bastante diversificada, mesmo dentro de uma única espécie como no caso da joaninha multicolorida da Ásia *Harmonia axyridis* (Pallas), na qual pode apresentar mais de 100 padrões de coloração (CHAPIN & BROU, 1991; HODEK, 1973). Algumas espécies apresentam dimorfismo sexual como, por exemplo, a *Tenuisvalvae notata* (Mulsant), mas na maioria das espécies o dimorfismo não é evidente sendo uma característica de difícil determinação como da espécie *Eriopis connexa* (HODEK, 1973).

1.3.1 *Tenuisvalvae notata* (Mulsant) (Coleoptera: Coccinellidae)

A espécie *Tenuisvalvae notata* (Mulsant) é nativa da América do Sul, distribuindo-se pela Bolívia, Colômbia, Paraguai e Brasil. No Brasil, ocorre nos estados do Amapá, Bahia, Mato Grosso do Sul, Rio de Janeiro, Rondônia e São Paulo (DREYER et al., 1997; PERONTI et al., 2016) foi utilizada para controle biológico na África em 1980, junto com a espécie *Apoanagyrus lopezi* (DeSantis) para controlar a cochonilha da mandioca, *Phenacoccus manihoti* Matile-Ferrero (HERREN & NEUENSCHAWABDER, 1991; CHAKUPURAKAL et al., 1994; BARBOSA, 2012). Sendo citada como um potencial agente de controle de cochonilhas Pseudococcidae (SILVA-TORRES et al., 2012, BARBOSA et al., 2014, SANTOS, 2016). Adultos de *T. notata* foram encontrados no Semiárido de Pernambuco sobre plantas de algodão infestadas com *Phenacoccus solenopsis* Tinsley e *Ferrisia virgata* Cockerell e, em palma forrageira infestada com a falsa cochonilha do carmim, *Dactylopius opuntiae* Cockerell (Hemiptera: Dactylopiidae) (BARBOSA, 2012; BARBOSA et al., 2014).

Mesmo sendo uma espécie polígama, *T. notata* tem preferência pelo indivíduo da primeira cópula. Santos et al. (2017) apresenta todo o repertório de comportamento de *T. notata*, onde os adultos apresentam alta frequência acasalamento após o 5º dia. Com um número de cópulas diários por casal que varia de 1,17 a 1,91 durante a fotofase.

De acordo com, Túler et al. (2017) o sucesso reprodutivo feminino é maior nos primeiros 10 dias de oviposição e viabilidade dos ovos nos primeiros 20 dias e há redução

significativa tanto na fecundidade quanto na fertilidade no fim do período de vida. Observado que, o período de desenvolvimento completo, de ovo a adulto, de *T. notata* é cerca de 36 dias, onde em condições favoráveis de alimento e ambiente os adultos podem sobreviver mais de 450 dias (BARBOSA et al., 2014). De acordo com Dreyer et al. (1997), *T. notata* pode viver mais de 84 semanas a 20 °C e 60 semanas a 25 °C quando alimentada com *P. manihoti*, onde as fêmeas que acasalam apenas uma vez vivem mais, uma média de 100 dias em comparação a 180 daquelas que acasalaram dez vezes (TULER et al., 2017). Além disso, Barbosa et al. (2014), demonstraram que uma fêmea de *T. notata* preda por dia, em média, 157,9 ninfas neonatas, ou 3,6 ninfas de terceiro instar ou 2,2 fêmeas adultas da cochonilha *Ferrisia dasyrillii* (Hemiptera: Pseudococcidae). Em *T. notata* as fêmeas são maiores e apresentam duas manchas pretas na parte superior da cabeça, entre os olhos e tem a porção final do abdome com formato afunilado. Já os machos possuem uma mancha branca na porção marginal do mesoesterno e abdome mais arredondado.

Estudos estão sendo desenvolvidos sobre *T. notata*, sobre os fatores influenciam no seu desenvolvimento, como a disponibilidade de alimentos, o tipo de alimento consumido e a temperatura favoráveis.

1.3.2 *Cryptolaemus montrouzieri* Mulsant (Coleoptera: Coccinellidae)

A outra espécie de joaninha predadora de cochonilhas é nativa da Austrália, *Cryptolaemus mountrouzieri* comumente conhecida como 'destruidora de cochonilhas' (FLESCNER, 1953). Adaptada a temperaturas que existem sob condições tropicais e foi introduzida pela primeira vez como um agente clássico de controle biológico na Califórnia em 1882 contra *Planococcus citri* Risso (LUCK & FORSTER, 2003) e em outros países para o controle biológico de muitas espécies de cochonilhas farinhentas, tem uma distribuição mundial, presente em pelo menos 64 países do Norte e América do Sul, Caribe, África, Ásia, Oceania e Europa (KAIRO et al., 2013).

As joaninhas adultas medem 3,8-4,6 mm de comprimento e 2,7-3,3 mm na largura, tendo élitros brilhantes pretos com amarelo avermelhado ápices. Os adultos de *C. mountrouzieri* são diferenciados pela coloração do primeiro par de pernas, onde nos machos são de coloração marrom alaranjada, e nas fêmeas os três pares de pernas são pretos, (SOLANGI et al., 2012).

No Brasil, a joaninha predadora *C. montrouzieri* foi introduzida pelo Laboratório de Entomologia da Embrapa Mandioca e Fruticultura, como alternativa para o controle biológico de cochonilhas da mandioca. Essa joaninha foi avaliada experimentalmente visando ao controle biológico da cochonilha *Planococcus citri* (Risso, 1813) (Hemiptera: Pseudococcidae) em pomares de citros e em área de agricultor familiar tendo como alvo pulgões em cultivo de jiló *Solanum gilo* Raddi (Solanaceae) em Cruz das Almas, Bahia. E em outros estudos, *C. montrouzieri* está sendo avaliada quanto à sua eficiência no controle biológico de cochonilhas em diferentes culturas, especialmente em palma forrageira, visando ao controle biológico da cochonilha-da-palma *Dactylopius opuntiae* (Cockerell, 1899) (Hemiptera: Dactylopiidae) em palmais cultivados na região semiárida do Nordeste (SANCHES & CARVALHO, 2010).

1.4 Cochonilhas (Hemiptera: Sternorrhyncha)

As cochonilhas são consideradas insetos-praga em diversos sistemas de produção, infestando plantas silvestres e cultivadas, seja em campo ou em cultivos protegidos (CLAPS & TERÁN, 2001, SANTA-CECÍLIA & SOUZA, 2005). São insetos pertencentes à ordem Hemiptera, conhecidos pelo hábito sugador, por possuir aparelho bucal do tipo picador-sugador e desenvolvimento por hemimetabolia, passando pelas fases de ovo, ninfa e adulto. (RAFAEL et al., 2012).

São de especial importância para a agricultura por serem ectoparasitas de plantas cultivadas, tanto da parte aérea como da parte subterrânea, em diversos sistemas de produção, infestando plantas silvestres e cultivadas, seja em campo ou em cultivos protegidos (CLAPS; TERÁN, 2001; SANTA-CECÍLIA & SOUZA, 2005). Alimentam-se com a inserção dos estiletes nos tecidos da planta, que posteriormente atingem o floema sugam a seiva, ocasionando o definhamento das plantas, seca e queda de botões florais e frutos, acarretando em um baixo rendimento (SANTA-CECÍLIA et al., 2007).

O aspecto geral do corpo varia conforme a divisão do grupo de Coccoidea, e desenvolvem vários mecanismos de defesa diferentes. Muitas das espécies tendem a estabelecer-se em sítios protegidos, tais como rachaduras e fendas em casca, axilas das folhas, coroas de raízes, nódulos de hastes de grama, sob sépalas e dentro de frutos e em túneis furados por outros insetos e larvas em raízes e caules (FRANCO et al., 2009). Os machos

dessa ordem vivem os primeiros estádios como parasitos sobre a planta e ao atingirem a fase adulta quase sempre se tornam alados. Quando ninfas, constroem um casulo céreo, onde permanecem até emergirem os insetos adultos. Já as fêmeas são sempre ápteras, nunca abandonando, depois de adultas, a planta em que se criaram (GULLAN & MARTIN, 2009).

Em geral, as cochonilhas podem estar presentes sobre certas partes da planta, como caule, folhas, raízes, na parte aérea e algumas podem invadir frutos. Por isso, alguns insetos são facilmente encontrados predando-as, como é o caso das joaninhas (Coleópteros da família Coccinellidae), cujas larvas e adultos atacam ovos, larvas e adultos, levando-os à morte (LIMA, 1942).

Dentre a ordem, é possível encontrar cerca de 8 mil espécies descritas, sendo algumas delas de grande importância econômica, como é o caso dos insetos pertencentes à família Pseudococcidae (OUVRARD et al., 2013), que são conhecidos como cochonilhas-farinhentas e encontradas causando danos em uma grande variedade de culturas como café (SANTA-CECÍLIA et al., 2007), uva (DAANE et al., 2012; MORANDI FILHO et al., 2015) e algodão (ROMANO, 2011).

1.4.1 Cochonilhas-farinhentas (Pseudococcidae)

Os insetos da família Pseudococcidae são conhecidos como cochonilhas-farinhentas por apresentarem o corpo coberto por uma secreção cerosa branca, adquirindo um aspecto de terem sido envolvidas em farinha (RIPA & RODRIGUEZ, 1999). Acredita-se que a cobertura de cera exerça função de evitar a perda de água e permite que as cochonilhas escapem de afogamentos em locais crípticos (COX & PEARCE 1983).

São insetos de tamanho pequeno, onde as fêmeas adultas medem cerca de 3 a 5 mm. Eles possuem corpo oval-arredondado com coloração rosada ou acinzentada. Em relação ao seu hábito de movimento eles são relativamente móveis, comparado a outros grupos de cochonilhas, e tendem a permanecer a maior parte do seu ciclo de vida em conjunto com outras cochonilhas em locais protegidos (WILLIAMS & GRANARA DE WILLINK, 1992).

Algumas espécies de importância são *Dysmicoccus neobrevipes* Beardsley, *Ferrisia virgata* (Cockerell), *Maconellinicoccus hirsutus*, *Nipaecoccus nipae* (Maskell), *Phenacoccus hurdi* McKenzie, *Phenacoccus solenopsis* (Tinsley), *P. citri*, *Planococcus minor* (Maskell), *Pseudococcus cryptus* (Hempel), *P. jackbeardsleyi* Gimpel & Miller e *P. longispinus*,

(GARCÍA MORALES et al., 2017). Os danos causados nas plantas hospedeiras são variados. Estes insetos sugadores conseguem ingerir a seiva de praticamente todos os locais da planta e a saliva frequentemente tóxica afeta os tecidos vegetais (GULLAN & MARTIN, 2009).

Nos últimos anos, as cochonilhas da família Pseudococcidae, conhecidas como cochonilhas-farinhentas, têm-se manifestado em surtos esporádicos em diversas regiões cafeeiras do país, verificando-se ataques imprevisíveis tanto nas raízes como na parte aérea (SANTA-CECÍLIA et al., 2007). Infestações também são encontradas em culturas do algodoeiro (ROMANO, 2011), assim como causando danos significativos à cultura da videira (DAANE et al., 2012; MORANDI FILHO et al., 2015), evidenciando a importância desses insetos.

O controle químico de cochonilhas é a forma mais usada no manejo da praga. Entretanto, poucos produtos são recomendados para tal, e em algumas culturas não há registro de inseticidas para controle.

2. EFEITO DE SEMIOQUÍMICOS NO DESENVOLVIMENTO DE JOANINHAS

2.1 Objetivo

Investigar se a presença de semioquímicos da joaninha exótica *Cryptolaemus mountrouzieri* afeta o desenvolvimento e reprodução da joaninha nativa *Tenuisvalvae notata*.

2.2 Metodologia

No mesmo dia da eclosão, as larvas de primeiro instar foram submetidas aos tratamentos a seguir: i) larvas de *T. notata* pareadas com larvas de *T. notata*, ii) larvas de *T. notata* pareadas com larvas de *C. montrouzieri*, iii) larvas de *C. montrouzieri* pareadas com larvas de *C. montrouzieri*, iv) larvas de *C. montrouzieri* sozinhas (Figura 6.), v) larvas de *T. notata* sozinhas (Figura 4.). Cada tratamento com 40 repetições. Em todos os tratamentos, foi oferecido suas respectivas presas à vontade, ninfas de cochonilhas-farinhentas e ovos de *Anagasta kuehniella*.

O pareamento das larvas foi acompanhado em arenas confeccionadas de placas de Petri de acrílico (5,5 cm de diâmetro), onde as tampas continham uma abertura em forma quadrangular (4x4 cm), recoberta com tecido voal para permitir a ventilação dentro da arena (Figura 1). De acordo com cada tratamento (i, ii, e iii) as placas foram colocadas aos pares com tampas face a face, afixadas por uma goma arábica, formando uma câmara dupla separada pela tela mediana, mas que permitiu trocas gasosas entre as placas. Cada placa recebeu apenas uma larva de primeiro instar de cada espécie de joaninha. Para os tratamentos iv e v (controles), a arena foi constituída de uma única placa de Petri não pareada.

O período de desenvolvimento larval (do primeiro ao quarto instar) até a fase adulta de ambas as espécies foi acompanhado, anotando-se a duração de cada fase através da detecção da presença da exúvia, tegumento trocado a cada muda, até atingir a fase adulta.

2.3 Resultados e discussão

O período de desenvolvimento de larva a adulto de *T. notata* quando não submetida a presença de semioquímicos de outros indivíduos foi significativamente mais longo do que *C. mountrouzieri*. *T. notata* levou uma média (\pm EP) de $28,00 \pm 0,58$ dias para completar seu desenvolvimento, enquanto *C. mountrouzieri* levou uma média de $23,84 \pm 0,31$ dias (Tabela 1). Em condições semelhantes às fornecidas neste trabalho com temperatura de $25 \pm 1^\circ\text{C}$ e UR de 60%, fornecendo como presa *F. virgata* para *T. notata*, Barbosa et. al (2014) observaram um período médio de desenvolvimento de $30 \pm 0,4$ dias para as joaninhas predadoras. Sob condições controladas de temperatura $26 \pm 1^\circ\text{C}$, UR $60 \pm 5\%$ e fotofase (12 horas), a criação massal por Sanches & Carvalho (2010) *C. mountrouzieri* apresentou um período de desenvolvimento de $25 \pm 0,8$ dias.

Além disso, não houve efeito de semioquímicos voláteis de coespecíficos (*T. notata*) ou heteroespecíficos (*C. mountrouzieri*), no tempo de desenvolvimento de *T. notata* (Tabela 1). De forma semelhante, o período de desenvolvimento de *C. mountrouzieri* não foi afetado pelos semioquímicos de coespecíficos, variando de $23,84 \pm 0,31$ a $24,80 \pm 0,65$ dias. Entretanto, quando as larvas de *C. mountrouzieri* foram pareadas com indivíduos de *T. notata*, houve um atraso significativo no período de desenvolvimento de aproximadamente 3 dias (Tabela 1). O que sugere que os semioquímicos liberados pela espécie nativa *T. notata*, tem influência sobre o tempo de desenvolvimento da espécie *C. mountrouzieri*. Em contraste, Michaud et al. (2016) estudando o comportamento de *H. convergens* e *Chrysoperla carnea*,

encontraram que as joaninhas responderam à presença de competidores heteroespecíficos com desenvolvimento acelerado, de forma a apresentar uma resposta fisiológica adaptativa a presença da outra espécie.

Outros mecanismos, como rastros químicos para a seleção de habitat, também mediam as interações entre espécies de coccinelídeos. Quando experimentos de olfatométrica demonstraram que *Eriopis connexa* evita plantas com coespecíficos ou com *Hippodamia variegata*, enquanto que *H. variegata* não discrimina entre plantas com *E. connexa* ou concomitantes (TAPIA et al., 2010), sugerindo um antagonista químicos de interação assimétrica entre essas duas espécies que favorecem *H. variegata* sobre *E. connexa* (GREZ et al., 2012).

3. EFEITO DE SEMIOQUÍMICOS NA CAPACIDADE DE PREDACÃO DAS JOANINHAS

3.1 Objetivo

Avaliar se a presença de semioquímicos de heteroespecíficos afeta a taxa de predação de cochonilhas farinhentas por joaninhas predadoras.

3.2 Metodologia

Foi avaliado a capacidade de predação dos adultos *T. notata* (Figura 5.) e *C. montrouzieri* (Figura 7.) na presença de semioquímicos liberados por joaninhas coespecíficas e heteroespecíficas.

A- A taxa de predação dos adultos fêmeas e machos de *T. notata* e *C. montrouzieri*, com status de virgens e acasalados, com a troca de voláteis foi acompanhada nas arenas experimentais previamente descritas de acordo com os seguintes tratamentos: i) Adultos de *T. notata* pareadas com adultos de *T. notata*, ii) Adultos de *T. notata* pareadas com Adultos de *C. montrouzieri*, iii) adultos de *C. montrouzieri* pareadas com adultos de *C. montrouzieri*, iv) Adultos de *C. montrouzieri* sozinhas, e v) Adultos de *T. notata* sozinhas. Cada tratamento constou de 40 repetições (machos e fêmeas). Em todos os tratamentos, foram oferecidas 5

fêmeas adultas de *F. dasyrilii* como alimento por placa por um período de 24h, após esse período o número de cochonilhas predadas foi quantificado.

B- A taxa de predação dos adultos de *T. notata* e *C. montrouzieri* contendo os rastros deixados por outras joaninhas foi acompanhada em placas de Petri de acrílico (3,5 cm de diâmetro). Para tal, cada placa receberá por um período de 24h antes um adulto da joaninha (*C. montrouzieri* ou *T. notata*), e este indivíduo pode andar livremente dentro da placa para deixar seus rastros. No dia seguinte, estes adultos foram removidos das placas e receberam os seguintes tratamentos: i) adultos de *C. montrouzieri* sobre rastros de *T. notata*; ii) adultos de *T. notata* sobre rastros de *C. montrouzieri*; iii) adultos de *T. notata* sobre rastros de *T. notata*; e iv) adultos de *C. montrouzieri* sobre rastros de *C. montrouzieri*. Cada tratamento com 40 repetições (macho e fêmea). Em todos os tratamentos, foi oferecido 5 fêmeas adultas de *F. dasyrilii* como alimento. O número de cochonilhas predadas foi quantificado após 24h.

3.3 Resultados e discussão

Houve efeito significativo dos tratamentos na taxa de predação de joaninhas submetidas aos voláteis ($F=14,30$; $P<0,001$) e aos rastros ($F=27,95$; $P<0,0001$) de coespecíficos e heteroespecíficos (Tabela 2.). Similarmente, houve efeito do sexo na taxa de predação das joaninhas, tanto sob os voláteis ($F=54,65$; $P<0,001$), como sobre rastros ($F=20,85$; $P<0,001$) de outros indivíduos (Tabela 2.), sendo que as fêmeas de ambas as espécies predam mais que os machos. Além disso, a taxa de predação sob efeito dos voláteis sofreu efeito da interação entre os fatores tratamento e status ($F=2,83$; $P=0,0154$), sexo e status ($F=5,68$; $P=0,0174$), bem como entre tratamento, sexo e status ($F=2,29$; $P=0,0445$) (Tabela 3). Por outro lado, não houve efeito da interação entre tratamento e sexo ($F=0,37$; $P=0,8674$) na predação sob voláteis, assim como todas as possíveis interações na predação sobre os rastros de outras joaninhas (Tabela 2.).

Em relação apenas aos voláteis de coespecíficos e heteroespecíficos, em geral, para *C. montrouzieri* não houve diferença significativa entre os tratamentos para fêmeas virgens ou acasaladas (Figura 10A), mas os machos acasalados sozinhos predaram significativamente mais que os machos virgens de *C. montrouzieri* (Figura 10B). Similarmente, fêmeas de *T. notata* acasaladas sozinhas ou sob voláteis de coespecíficos predaram significativamente mais que fêmeas de *T. notata* virgens (Figura 10A). Por outro lado, não houve diferença significativa na taxa de predação de fêmeas de *T. notata* submetidas aos voláteis de *C.*

mountrouzieri ou de machos virgens e acasalados de *T. notata* em todas as condições de exposição (Figura 10B). Além disso, independente do status de acasalamento, tanto macho quanto fêmeas de *C. mountrouzieri* predaram significativamente mais cochonilhas do que machos e fêmeas de *T. notata* nas diferentes condições de exposição (Figura 10). Independente do status de acasalamento, virgem ou acasalado, quando avaliada a taxa de predação de fêmeas e machos de *C. mountrouzieri* sobre os rastros de indivíduos coespecíficos e heteroespecíficos, não houve diferença significativa na taxa de predação entre as diferentes condições de pareamento. Entretanto, machos e fêmeas de *C. mountrouzieri* sobre rastros de outros indivíduos predaram mais cochonilhas que *T. notata* nos diferentes tratamentos (Figura 6). Esse resultado está de acordo com a hipótese de que a espécie exótica, *C. mountrouzieri*, sendo conhecida como “destruidora de cochonilhas” e introduzida em vários países para o controle da praga, deveria ser mais voraz, em relação a espécie nativa *T. notata*. Dados semelhantes foram encontrados por De Bortoli et al. (2014), que encontraram uma taxa de predação para *C. mountrouzieri* de 3,15 fêmeas adultas de *Planococcus citri* (Hemiptera: Pseudococcidae), sob temperatura de 25°C, umidade relativa de 60% e 12 horas de fotofase. Já uma fêmea adulta de *T. notata* preda em média de 2,2 fêmeas adultas de *F. dasyrillii* por dia, na temperatura de $25 \pm 0,8$ °C, $67 \pm 8\%$ UR e fotoperíodo de 12h, segundo Barbosa et al. (2014).

Além dessa maior taxa de predação também existe uma diferença do tamanho e peso do corpo de *T. notata* em relação à *C. mountrouzieri*. Alguns estudos mostraram essa diferença de peso, por exemplo fêmeas de *C. mountrouzieri* quando alimentadas com *F. virgata* pesaram $10,04 \pm 0,09$ mg e machos $8,69 \pm 0,09$ mg, sendo mais pesadas que a *T. notata* alimentadas com a mesma presa, onde as fêmeas apresentam peso médio de $5,3 \pm 0,10$ mg e machos $4,3 \pm 0,09$ mg (BARBOSA, 2012). Dessa forma, esses dois fatores poderiam contribuir para a diferença no potencial predatório destas duas espécies de joaninhas.

No geral, as fêmeas de *C. mountrouzieri* acasaladas e sozinhas predaram mais cochonilhas ($2,86 \pm 0,17$) do que os outros tratamentos nas diferentes condições de exposição (Tabela 3). Similarmente, fêmeas de *T. notata* acasaladas sozinhas predaram significativamente mais que fêmeas virgens sozinhas (Figura 6A). Assim como os machos acasalados de *C. mountrouzieri* predaram significativamente mais que machos virgens (Figura 11A e B).

As fêmeas consomem mais alimento do que os machos, Sipos et al. 2012, e as fêmeas acasaladas precisam obter energia suficiente para se manterem, para procurar locais

adequados para oviposição, para a produção de ovos e para ovipositar o máximo de número de ovos possíveis. Esse mesmo estudo demonstrou que os machos no primeiro dia não estavam com fome e não permaneceram por muito tempo na área infestada e procuraram por fêmeas em vez de comida, confirmando que os machos só precisam se manter e procurar parceiras reprodutivas (HEMPTINNE et al. 1996; SIPOS et al. 2012), devido a isso ocorre o aumento de predação após a cópula.

Alguns estudos demonstram a existência de rastros químicos de joaninhas e seus efeitos sobre o comportamento de forrageio de outros predadores. Agarwala et al. (2003) mostraram que as fêmeas de *Propylea japonica* e *Harmonia axyridis* (Coleoptera: Coccinellidae) modificaram seu forrageamento e oviposição em resposta a sinais fecais dos estágios larval e adulto. As fêmeas de *P. japonica* consumiram significativamente menos pulgões e depositaram menos ovos na presença de fezes de 1 ou 5 dias de idade de *Harmonia axyridis*, e as fêmeas de *H. axyridis* consumiram significativamente menos pulgões e depositaram menos ovos na presença de fezes de 1 dia de idade de sua própria espécie do que na presença de fezes de *P. japonica*. Em outro estudo Sato & Dixon (2004) demonstraram que *H. axyridis* tem maior tolerância a alcaloides interespecíficos.

4. RESPOSTA COMPORTAMENTAL DE *T. notata*, *C. montrouzieri* FRENTE AOS RASTROS DE COESPECÍFICOS E HETEROESPECÍFICOS

4.1. Objetivo

Avaliar o efeito intra e interespecífico dos rastros de *T. notata*, *C. montrouzieri* no comportamento de caminhamento.

4.2. Metodologia

Foram utilizadas placas de Petri de 8 cm de diâmetro e 1 cm de altura, com base recoberta de papel filtro. Um grupo de seis adultos do mesmo sexo de cada espécie de joaninha, separadamente, será liberado dentro da arena, permanecendo por um período de 24 horas a fim de se obter os rastros químicos. Após este período, os insetos e o papel de filtro foram retirados da placa com o auxílio de uma pinça metálica e dessa forma o papel estava

impregnado com os rastros dos adultos e o outro, anteriormente coberto com o papel, livre destes semioquímicos. A partir daí as arenas estavam prontas para os bioensaios subsequentes.

O bioensaio consta das combinações a seguir: i) machos expostos a rastros de machos coespecíficos x controle (área sem rastros); ii) machos expostos a rastros de fêmeas coespecíficas x controle; iii) fêmeas expostas a rastros de fêmeas coespecíficas x controle; iv) fêmeas expostas a rastros de machos coespecíficos x controle; v) fêmeas de *T. notata* expostas a rastros de fêmeas de *C. mountrouzieri* x controle; vi) fêmeas de *C. mountrouzieri* expostas a rastros de fêmeas de *T. notata* x controle. Conduzidas 40 repetições por combinação, sendo que a cada repetição uma nova arena será utilizada de acordo com o respectivo tratamento.

Um indivíduo foi liberado no centro da placa, permitido a sua aclimação por 5 minutos e em seguida seu comportamento é observado por 10 minutos com a ajuda do software ViewPoint™ 288 (ViewPoint Life Sciences Inc., Montreal, Canadá)(Figura 12.), sob temperatura controlada de $25 \pm 2^\circ\text{C}$, fotoperíodo de 12h de luz e 12h de escuro e umidade relativa variando entre 60 a 75%. Este sistema de rastreamento consiste em uma câmera de vídeo acoplada a um suporte vertical e posicionada sobre a arena, capturando o comportamento do inseto (Figura 13.). Os parâmetros que são registrados são: distância percorrida (DP), tempo total de caminhada (TC), velocidade média de caminhada (VMC) e número de paradas (NP); em seguida os dados são analisados por MANOVA usando PROC GLM do SAS (SAS Institute 2001). Além disso, a comparação entre o tempo de residência nas áreas tratadas e não tratadas com os extratos são analisados usando teste de t pareado através do Proc TTEST do SAS (SAS Institute 2001).

5. MANUTENÇÃO DE CRIAÇÃO DE INSETOS

5.1 Criação de cochonilhas

A cochonilha *Ferrisia dasyrilli* (Cockerell), utilizada para a alimentação do predador, foi coletada em plantas de algodão na área experimental do Departamento de Agronomia da UFRPE, sendo multiplicada em laboratório sobre abóboras da variedade “Jacarezinho”, adquiridas periodicamente no Centro de Abastecimento Alimentar de Pernambuco (CEASA-

PE), seguindo metodologia adaptada de Sanches e Carvalho (2010). Para a multiplicação da cochonilha no laboratório, as abóbora foram lavadas, a fim de evitar contaminação, e após secagem, foram dispostas em bandejas plásticas forradas com papel toalha, e infestadas na região do pedúnculo com fêmeas da cochonilha ativamente reprodutivas. Após a reprodução, uma abóbora sadia foi apoiada sobre a abóbora infesta e as ninfas da cochonilha migravam para estas, mantendo a colônia de cochonilhas. A criação foi mantida em sala climatizada sob condições controladas de temperatura 25 ± 2 °C, umidade relativa $60 \pm 10\%$ e fotoperíodo 12:12h (Luz: Escuro). Nestas condições, o período decorrido da infestação à completa colonização da abóbora com cochonilhas adultas é de aproximadamente 30 dias (Figura 2.).

5.2 Criação da joaninhas *Tenuisvalvae notata* e *Cryptolaemus montrouzieri*

Para início da criação em laboratório foram coletados adultos de *T. notata* em setembro de 2010 sobre plantas de algodão infestadas por cochonilhas *P. solenopsis* e *F. dasyrilii* no município de Surubim, PE (07°49'59" S, 35°45'17" O), e em março de 2011 sobre plantas de *Opuntia ficus-indica* infestada por *Dactylopius opuntiae* (Cockerell) no Sítio Boa Vista, município de Dormentes, PE (09°04'15" S, 40°19'5,4" O).

Para manutenção da colônia, os adultos de *T. notata*, foram mantidos sob as mesmas condições da criação de cochonilha em laboratório e confinados em caixas de acrílico de 40x25x20cm (comprimento x altura x largura) contendo aberturas circulares nas laterais, fechadas com tecido organza para permitir o arejamento interno (Figura 3). As caixas foram forradas na base com papel toalha para absorver a umidade, e no seu interior foi ofertada uma abóbora infestada com a cochonilha *F. dasyrilii* em diferentes estádios de desenvolvimento, servindo como alimento para as joaninhas. Os adultos das joaninhas foram então inseridos nas caixas de acrílico contendo a presa, onde acasalavam e se reproduziam, completando todo seu ciclo sobre a abóbora infestada em um período de aproximadamente 36 dias, considerando que o tempo de desenvolvimento embrionário é de 5.8 ± 0.1 dias, e o período de larva-adulto de *T. notata* alimentada com *F. virgata* é em média 30 dias (BARBOSA et al., 2014b).

6. CRONOGRAMA DE EXECUÇÃO

	2018			
	S	O	N	D
Revisão bibliográfica				
Manutenção de criação de insetos				
Acompanhamento do desenvolvimento larval das espécies				
Acompanhamento da taxa de predação das joaninhas adultas				
Coleta dos dados e imagens dos rastros				

7. CONSIDERAÇÕES FINAIS

A Entomologia Agrícola é uma área de conhecimento de extrema importância para os futuros agrônomos, por desempenhar papel fundamental dentro de qualquer cultivo de plantas sob qualquer finalidade. Cabem na Entomologia os mais diversos temas, tendo em vista a grande diversidade de insetos que existem no mundo e suas relações com o meio ambiente.

No estudo do comportamento de insetos predadores através dos semioquímicos liberados por diferentes espécies pudemos observar a alteração no desenvolvimento entre as joaninhas atrasando este, e conseqüentemente o seu estabelecimento e o controle biológico da presa alvo em uma dada área, além de alterar o número de cochonilhas predadas dependendo da espécie de joaninha, seu status de acasalamento e o sexo.

Ao longo de todo o período de atividades foi possível estar em contato prático e teórico no estudo de controle de pragas, assumindo responsabilidades de montagem e acompanhamento de experimentos, manutenção e cuidados com a criação dos insetos, além da troca de conhecimento com os outros profissionais da área.

A experiência adquirida ao atuar na pesquisa encoraja a desenvolver maior competência e conhecimento científico na área de Entomologia Agrícola, com o intuito de compreender a biologia, desenvolvimento e comportamento dos insetos, para utilizar melhor, desenvolver e expandir os métodos alternativos de controle de pragas.

8. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

AGARWALA, B. K., YASUDA, H., KAJITA, Y. Effect of conspecific and heterospecific feces on foraging and oviposition of two predatory ladybirds: Role of fecal cues in predator avoidance. **Journal of Chemical Ecology**, v. 29, p. 357-376, 2003.

AL ABASSI M. S., BIRKETTJ, A., PETTERSSON, J., PICKETTC, A., WOODCOCK, M. Ladybird beetle odour identified and found to be responsible for attraction between adults. **Cellular and Molecular Life Sciences**, v. 54, p. 876-879, 1998.

ARAUJO-SIQUEIRA, M.; ALMEIDA, L. M. Comportamento e ciclo de vida de *Epilachna vigintioctopunctata* (Fabricius) (Coleoptera, Coccinellidae) em *Lycopersicum esculentum* Mill. (Solanaceae). **Revista Brasileira de Zoologia**, v. 21, p. 543-550, 2004.

BARBOSA, P.R.R. **Desempenho de *Tenuisvalvae notata* (Mulsant) (Coleoptera: Coccinellidae) em diferentes presas e sua predação sobre *Ferrisia virgata* Cockerell (Hemiptera: Pseudococcidae)**. Dissertação de Mestrado, Universidade Federal Rural de Pernambuco, Recife, PE, Brasil, 2012.

BARBOSA, P. R. R., OLIVEIRA, M. D., GIORGI, J. A., OLIVEIRA, J. E. M., TORRES, J. B. Suitability of two prey species for development, reproduction, and survival of *Tenuisvalvae notata* (Coleoptera: Coccinellidae). **Annals of the Entomological Society of American**, v. 107, p. 1102-1109, 2014.

BARBOSA, P.R.R., OLIVEIRA, M. D., GIORGI, J.A., SILVA-TORRES, C.S.A., TORRES, J.B. Predatory behavior and life history of *Tenuisvalvae notata* (Coleoptera: Coccinellidae) under variable prey availability conditions. **Florida Entomologist**, v. 97, p. 1026-1034, 2014.

BARTOLI, S. A., GRAVENA, A. R., VACARI, A. M., LAURENTIS, V. L., BARTOLI, C. P. Resposta funcional da joaninha *Cryptolaemus* predando cochonilha branca em diferentes temperaturas e substratos vegetais. **Revista Caatinga**, v. 27, p. 63-71, 2014.

BELLOWS, T.S.; FISHER, T.W. **Handbook of Biological Control**. San Diego: Academic Press, 1999. 1046 p.

BROWN, A.E., RIDDICK, E.W., ALDRICH, J.R. Identification of (-)- β -caryophyllene a gender-specific terpene produced by the multicolored Asian ladybeetle. **Journal of Chemical Ecology**, v. 32, p. 2489-2499, 2006.

CHAKUPURAKAL, J.; MARKHAM, R. H.; NEUENSCHWANDER, P.; SAKALA, M.; MALAMBO, C.; MULWANDA, D.; BANDA, E.; CHALABESA, A.; BIRD, T.; HAUG, T. Biological control of the cassava mealybug, *Phenacoccus manihoti* (Homoptera: Pseudococcidae), in Zambia. **Biological Control**, v. 4, p. 254-262, 1994.

CHAPIN, J. B.; BROU, V. A. *Harmonia axyridis* (Pallas), the third species of the genus to be found in the United States (Coleoptera: Coccinellidae). **Proceedings of the Entomological Society of Washington**, v. 93, p. 630-635, 1991.

CLAPS, L. E., TERÁN, A. L. Diaspididae (Hemiptera: Coccoidea) asociadas a cítricos en la Provincia de Tucumán (Republica da Argentina). **Neotropical Entomology**, v. 30, p. 391-402, 2001.

COSTA LIMA, A. **Insetos do Brasil: Coleópteros**. Rio de Janeiro: Escola Nacional de Agronomia, p.372, 1952.

COX, J. M.; PEARCE, M. J. Wax produced by dermal pores in three species of mealybug (Homoptera: Pseudococcidae). **International Journal of Insect Morphology and Embryology**, Great Britain, v. 12, n. 4, p. 235-248, 1983.

CUVILLIER-HOT, V., COBB, M., MALOSSE, C., PEETERS, C., Sex, age and ovarian activity affect cuticular hydrocarbons in *Diacamma ceylonense*, a queenless ant. **Journal of Insect Physiology**, v. 47, p.485-493, 2001.

DAANE, K. M.; ALMEIDA, R. P. P.; BELL, V. A.; WALKER, J. T. S.; BOTTON, M.; FALLAHZADEH, M.; MANI, M.; MIANO, J. L.; SFORZA, R.; WALTON, V. M.; ZAVIEZO, T. Biology and management of mealybugs in vineyards. In: BOSTANIAN, N. J.; VINCENT, C.; ISAACS, R. (Orgs.). **Arthropod Management in Vineyards: pests, approaches, and future directions**. Springer Netherlands, p. 271-307, 2012.

DEBACH, P. **Control biológico de las plagas de insectos y malas hierbas**. México: Editora Continental, S.A., p. 927, 1968.

DE BORTOLI, S.A., GRAVENA, A.R., VACARI, A.M., DE LAURENTIS, C.L., DE PORTOLI, C.P. Resposta funtional da joaninha *Cryptolaemus* predando cochonilha branca em diferentes temperaturas e substratos vegetais. **Revista Caatinga**, v. 27, p.63-71, 2014.

DILLWITH, J. W., ADAMS, T. S., BLOMQUIST, G. J. Correlation of housefly sex-pheromone production with ovarian development. **Journal of Insect Physiology**, v. 29, p.377-386, 1983.

DREYER, B. S.; NEUENSCHWANDER, P.; BAUMGÄRTNER, J.; DORN, S. Trophic influences on survival, development and reproduction of *Hyperaspis notata* (Col., Coccinellidae). **Journal of Applied Entomology**, v. 121, p. 249-256, 1997a.

DREYER, B. S., NEUENSCHWANDER, P., BOUYJOU, B.; BAUMGÄRTNER, J., DORN, S. The influence of temperature on the life table of *Hyperaspis notata*. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v. 84, p. 85-92, 1997b.

DUARTE G., H.W.; ZENNER DE POLANÍA, I. Efecto de la temperatura sobre el desarrollo de *Eriopis connexa connexa* (Germar) (Coleoptera: Coccinellidae). **Revista U.D.CA**, Actualidad y divulgación científica, v. 12, p. 135-145, 2009.

FLINT, M. L.; DREISTADT, S. H. 1998. Natural Enemies Handbook: The Illustrated Guide to Biological Pest Control. Oakland: **University of California Agriculture and Natural Resources**, v. 3386.

FRANCO, J. C., ZADA, A., MENDEL, Z. Novel approaches for the management of mealybug pests. In: ISHAAYA, I., HOROWITZ, A.R. (Eds.). **Biorational control of arthropod pests: application and resistance management**. Germany: Berlin, p. 233-278, 2009.

FLESCNER, C.A., Biological control of avocado pests, California Avocado Soc., **Yearbook**, v. 38, p.125-129, 1953.

GALLO, D.; NAKANO, O.; NETO, S. S.; CARVALHO, R. P. L.; BATISTA, G. C.; FILHO, E. B.; PARRA, J. R. P.; ZUCCHI, R. A.; ALVES, S. B.; VENDRAMIM, J. D.; MARCHINI, L. C.; LOPES, J. R. S.; OMOTO, C. **Entomologia agrícola**. Piracicaba: FEALQ, 920p, 2002.

GARCÍA MORALES, M., DENNO, B.D., MILLER, D.R., MILLER, G.L., BEN-DOV, Y., HARDY, N.B. ScaleNet: A Literature-based model of scale insect biology and systematics. **Database: The Journal of Biological Databases and Curation**, 2016. Disponível em: <<http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/26861659>>.

GIBBS, A. Water-proofing properties of cuticular lipids. **American Zoology Journal**, v.38, p 471-482, 1998.

GNANVOSSOU, D., HANNA, R., DICKE, M. Infochemically-mediated intraguild interactions among three predatory mites. **Oecologia**, v. 135, p. 84-90, 2003.

GREZ, A.A., VIERA, B. & SOARES, O. Biotic interactions between *Eriopis connexa* and *Hippodamia variegata*, a native and an exotic coccinellid species associated with alfalfa fields in Chile. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v. 142, p. 36-44, 2012.

GRAVENA, S. Manejo ecológico da cochonilha branca, com ênfase no controle biológico pela joaninha *Cryptolaemus montrouzieri*. **Laranja**, Cordeirópolis, v. 24, p. 71-82, 2003.

GULLAN, P. J., MARTIN, J. H. Sternorrhyncha (jumping plant-lice, whiteflies, aphids, and scale insects). In: Resh, V.H. & Cardé, R.T. (eds.) **Encyclopedia of Insects** (2 ed.). San Diego, 2009.

HAGEN, K. S. Biology and ecology of predaceous Coccinellidae. **Annual Review of Entomology**, v. 7, p.289-326, 1962.

HEMPTINNE J.L., DIXON A.F.G., LOGNAY G. Searching behavior and mate recognition by males of the two-spot ladybird beetle, *Adalia bipunctata*. **Ecological Entomology**, v.21, p.165-170, 1996.

HEMPTINNE J.L., DOUMBIA, A.L., DIXON, F.G. Chemical nature and persistence of the oviposition deterring pheromone in the tracks of the larvae of the two spot ladybird, *Adalia bipunctata* (Coleoptera: Coccinellidae). **Chemoecology**, v. 11, p. 43-47, 2001.

HERREN, H. R., NEUENSCHAWANDER P. Biological control of cassava pests in Africa. **Annual Review of Entomology**, v.36, p.257-283, 1991.

HODEK, I. 1973. **Biology of Coccinellidae**. Prague: Academics of Sciences, p. 260, 1973.

HONEK, A. Z., MARTINKOVA, S. P. Aggregation characteristics of three species of Coccinellidae (Coleoptera) at hibernation sites. **European Journal of Entomology**, v.104, p.51-56, 2007.

KATSOYANNOS, P.; KONTODIMAS, D. C.; STATHAS, G. J. Summer diapause and winter quiescence of *Coccinella septempunctata* (Col.: Coccinellidae) in Greece. **Entomophaga**, v. 42, p.483-491, 1997.

KAIRO, M.T.K., PARAISO, O., GAUTAMR. D., PETERKIN, D.D. *Cryptolaemus montrouzieri* (Mulsant) (Coccinellidae: Scymninae): a review of biology, ecology, and use in biological control with particular reference to potential impact on non-target organisms. **CAB Reviews**, v. 8, p. 1-5, 2013.

LIANG, D., SILVERMAN, J. “You are what you eat”: diet modifies cuticular hydrocarbons and nest mate recognition in the Argentine ant, *Linepithema humile*. **Naturwissenschaften**, v. 87, p. 412-416, 2000.

LIMA, C. **Insetos do brasil**. Lepidópteros. 1ª parte. Escola Nacional De Agronomia Série Didática N.º 7. 1942.

LUCK, R.F., FORSTER, L.D. Quality of Augmentative Biological Control Agents: a Historical Perspective and Lessons Learned from Evaluating Trichogramma. In: VAN LENTEREN, J. C. (Ed). **Quality control and production of biological control agents: Theory and Testing Procedures**. Wallingford: CABI Publish, p. 231-246 , 2003

MICHAUD, J.P., BARBOSA, P.R.R., BAIN, C.L., TORRES, J.B. Extending the “Ecology of Fear” beyond prey: Reciprocal nonconsumptive effects among competing aphid predators. **Environmental Entomology**, v.45, p.1398-1403, 2016.

MISHRA, G., SINGH, N., SHAHID, M., OMKAR. Effect of presence and semiochemicals of conspecific stages on oviposition by ladybirds (Coleoptera: Coccinellidae). **European Journal of Entomology**, v.109, p.363-371, 2012.

MISHRA, G., SINGH, N., SHAHID, M., OMKAR. The effects of three sympatric ladybird species on oviposition by *Menochilus sexmaculatus* (Coleoptera: Coccinellidae). **Chemoecology**, v. 23, p. 103-111, 2013.

MORANDI FILHO, W. J.; PACHECO DA SILVA, V. C.; GRANARA DE WILLINK, M. C.; PRADO, E.; BOTTON, M. A survey of mealybugs infesting South-Brazilian wine vineyards. **Revista Brasileira de Entomologia**, v. 59, p. 251-254, 2015.

NAZ, T., BURHAN, Z., MUNIR, S., SIDDIQUI, P. J. A. Taxonomy and seasonal distribution of *Pseudonitzschia species* (Bacillariophyceae) from the coastal waters of Pakistan. **Pakistan Journal of Botany**, v. 44, p. 1467-1473, 2012.

OUVRARD, D., KONDO, T., GULLAN, P.J. Scale insects: major pests and management encyclopedia of pest management. **Encyclopedia of pest management**. New York. Março 2013.

PAN, C.Y., MO, J.C., CHENG, M.L. Influence of diet and soil on inter-colonial aggression of *Coptotermes formosanus* (Isoptera: Rhinotermitidae). **Sociobiology**, v. 48, p. 841-848, 2006.

PINTO-ZEVALLOS, D.M., ZARBIN, P.H.G., A química na agricultura: perspectivas para o desenvolvimento de tecnologias sustentáveis, **Química Nova**, v. 36, No. 10, p. 1509-1513, 2013.

PROVOST, E., BLIGHT, O., TIRARD, A., RENUCCI, M. Hydrocarbons and insects' social physiology. In: MAES, R. P. (Ed.). Insect physiology: new research. **Nova Science Publishers**, Hauppauge, New York, United States of America. p. 19-72, 2008.

PERONTI, A.L.B.G., N.M. MARTINELLI, J.G. ALEXANDRINO, A.L. MARSARO JÚNIOR, A.M. PENTEADO DIAS, L.M. ALMEIDA. Natural enemies associated with *Maconellicoccus hirsutus* (Hemiptera: Pseudococcidae) in the state of São Paulo, Brazil. **Florida Entomologist**. v. 99, p. 21-25, 2016.

RAFAEL, J.A., MELO, G.A.R., CARVALHO, C.J.B..CASARI, S.A., CONSTANTINO, R.(Eds.). **Insetos do Brasil: Diversidade e Taxonomia**. Ribeirão Preto: Holos Editora, p.795, 2012.

RAMA, A., DAS, P., KUMAR, V. Chemico-analysis of semiochemical compounds from pre-existing colony components influencing oviposition in *Phlebotomus argentipes* (DIPTERA: PSYCHODIDAE). **Journal of Advanced Research**, v. 4, p. 2099-2105, 2016.

RASHID, M.M.U., KHATTACK, M.K., ABDULLAH, K., AMIR, M., TARIQ, M., NAWAZ, S. Feeding potencial of *Chrysoperla carnea* and *Cryptolaemus montrouzieri* on

cotton mealbug, *Phenacoccus solenopsis*. **The Journal of Animal & Plant Sciences**, v.3, p. 639-643, 2012.

REZNIK, S. YA., VAGHINA, N. P. Photoperiodic control of development and reproduction in *Harmonia axyridis* (Coleoptera: Coccinellidae). **European Journal of Entomology**, v. 108, p. 385-390, 2011.

RIPA, R., RODRIGUEZ, F. **Plagas de cítricos, sus enemigos naturales y manejo**. Santiago, Instituto de Investigaciones Agropecuarias, p. 151, 1999.

ROMANO, D. Controle da cochonilha através de diferentes inseticidas, aplicados via foliar, na cultura do algodão adensado. In: 8º Congresso Brasileiro de Algodão, 2001, São Paulo. **Anais.:** Campina Grande, PB: Embrapa Algodão. p. 115-122 , 2011.

RUZICKA, Z. Recognition of oviposition-detering allomones by aphidophagous predators (Neuroptera: Chrysopidae, Coleoptera: Coccinellidae). **European Journal of Entomology**, v. 94, p. 431-434, 1997.

RUZICKA, Z. Oviposition responses of aphidophagous coccinellids to tracks of ladybird (Coleoptera: Coccinellidae) and lacewing (Neuroptera: Chrysopidae) larvae. **European Journal of Entomology**, v. 98, p. 183-188, 2001.

RUZICKA, Z. Perception of oviposition-detering larval tracks in aphidophagous coccinellids *Cycloneda limbifer* and *Ceratomegilla undecimnotata* (Coleoptera: Coccinellidae). **European Journal of Entomology**, v.100, p. 345-350, 2003.

SANCHES, N.F., CARVALHO, R.S. Procedimentos para manejo da criação e multiplicação do predador exótico *Cryptolaemos montrouzieri*. **Circular Técnica - Embrapa**, p. 1-5, 2010.

SANTA-CECILIA, L. V. C.; SOUZA, B. Controle biológico de cochonilhas-farinhentas em cultivos protegidos. **Informe Agropecuário**, Belo Horizonte, MG, v. 225, p. 24-30, 2005.

SANTA-CECÍLIA, L. V. C.; SOUZA, B.; SOUZA, J. C.; PRADO, E.; MOINO JUNIOR, A.; FORNAZIER, M. J.; CARVALHO, G. A. Cochonilhas-farinhentas em cafeeiros: bioecologia, danos e métodos de controle. **CTSM-Epamig**, Belo Horizonte, 2007. 40 p. (Boletim técnico, 79).

SANTOS, E.A. **Comportamento sexual e semioquímicos de *Tenuisvalvae notata* (Mulsant) (Coleoptera: Coccinellidae)**. 2016. Dissertação de Mestrado, Universidade Federal Rural de Pernambuco, Recife, Brasil, 48p.

SANTOS, E.A., SILVA-TORRES, C.S.A. BARBOSA, P.R.R., TORRES, J.B., BLASSIOLI-MORAES, M.C. Sexual behavior in ladybird beetles: sex with lights on and a twist for *Tenuisvalvae notata* (Coleoptera: Coccinellidae). **Behavioral processes**, n. 144, p. 93-99, 2017. Disponível em: <<https://doi.org/10.1016/j.beproc.2017.09.006>>. Acesso em: 12 mar. 2018.

SATO S., DIXON, A.F.G. Effect of intraguild predation on the survival and development of three species of aphidophagous coccinellids: consequences for invasive species. **Agricultural and Forest Entomology**, v. 6, p. 21-24, 2004.

SILVA, A. B.; BATISTA, J. L. Tesourinhas: Pequenas e de Grande Eficiência. **Revista Cultivar**, p. 01-01, 30 jul. 2007.

SILVA, I. F.; CRUZ, I.; SILVA, R. B.; CASTRO, A. L. G.; FERREIRA, T. E.; PAULA, C. S.; LEAO, M. L. Aspectos biológicos de *Coleomegilla maculata* (DeGeer) Coleoptera: Coccinellidae) alimentada com ovos de *Spodoptera frugiperda* (Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) criados em laboratório. **In: IX Congresso de Ecologia do Brasil, III Congresso Latino Americano de Ecologia**. São Lourenço. Ecologia e o futuro da biosfera. São Paulo: SEB, 2009.

SILVA, TORRES; M.D, OLIVEIRA; TORRES, J.B. Host selection and establishment of striped mealybug, *Ferrisia virgata*, on cotton cultivars. **Phytoparasitica**, v. 41, n. 1, p. 31-40, 2013.

SILVA, R.B., CRUZ, I., FIGUEIREDO, M.L.C., TAVARES, W.S. Development of *Coleomegilla maculata* De Geer (Coleoptera: Coccinellidae) with prey and artificial diet. **Revista Brasileira de Milho e Sorgo**, vol. 9, p. 13-26, 2010.

SILVA, R.B., CRUZ, I, FIGUEIREDO, M.L.C., PEREIRA, A.G.,PENTEADO-DIAS, A.M. Occurrence and biology of *Dinocampus coccinellae* (Schrank, 1802) (Hymenoptera; Braconidae: Euphorinae) parasitizing different species of Coccinellidae (Coleoptera) in Neotropical region. **Brazilian Journal of Biology**, vol. 72, p. 215-219, 2012.

SILVA-TORRES, C.S.A., M.D. OLIVEIRA, BARBOSA, P.R.R., J.B. TORRES, J.B. SILVA, I. V.A.F. PONTES. Interação cochonilha *Ferrisia virgata* e cultivares de algodoeiro:

da biologia ao controle. XXIV Congresso Brasileiro de Entomologia. 2012. Disponível em <<http://www.seb.org.br/cbe2012/trabalhos>>.

SIMÕES, M.R. Caracterização morfoquímica de adultos da formiga *Camponotus atriceps* Smith, 1858 (Hymenoptera, Formicidae) invasoras de colmeias de *Apis mellifera* Linnaeus, 1758 (Hymenoptera: Apidae). 2015. 41 f. **Trabalho de conclusão de curso** (Bacharelado - Ciências Biológicas) - Universidade Estadual Paulista, Instituto de Biociências de Rio Claro, 2015. Disponível em: <<http://hdl.handle.net/11449/131716>>.

SIPOS, J., KVAESTEGARD, E., BAFFOE, K.O., SHARM IN, K. GLINWOOD, R., KINDLMANN, P. Differences in the Predatory behaviour of male and female ladybird beetles (Coccinellidae). **European Journal of Environmental Sciences**, v. 2, p. 47-51, 2012.

SHOREY, H.H. Behavioral responses to insect pheromones. **Annual Review of Entomology**, v. 18, p. 349-380, 1973.

SOLANGI, G.S., LOHAR, M.K., ABRO, G.H., BURIRO, A.S. Biology and release of exotic predator *Cryptolaemus montrouzieri* Mulsant on mealybug *Phenacoccus solenopsis* Tinsley at Tandojam. **Sarhad Journal of Agriculture**, v. 28, n. 3, p. 429-435, 2012.

SONENSHINE, D. E. Pheromones and other semiochemicals of ticks and their use in tick control. **Parasitology**, v. 129, p. 405-425, 2004.

SUJII, E.R., BESERRA, V.A., RIBEIRO, P.H., SILVA-SANTOS, P.V. da, PIRES, C.S.S., SCHMIDT, F.G.V., FONTES, E.M.G., LAUMANN, R.A. Comunidade de inimigos naturais e controle biológico natural do pulgão, *Aphis gossypii* Glover (Hemiptera: Aphididae) e do curuquerê, *Alabama argillacea* Hübner (Lepidoptera: Noctuidae) na cultura do algodoeiro no Distrito Federal. **Arquivos do Instituto Biológico**, São Paulo, v. 74, n. 4, p. 329-336, out./dez. 2007.

TAPIA, D.H., MORALES, F., GREZ, A.A. Olfactory cues mediating prey-searching behaviour in interacting aphidophagous predators: are semiochemicals key factors in predator-facilitation? **Entomologia Experimentalis et Applicata** v.137, p. 28-35, 2010.

THOMAZINI, M.J. A comunicação química entre os insetos: obtenção e utilização de feromônios no manejo de pragas. In: GONÇALVES, R.C., OLIVEIRA, L.C. (Org.) **Embrapa Acre: ciência e tecnologia para o desenvolvimento sustentável do sudoeste da Amazônia**. 1 ed. Rio Branco: Embrapa Acre, p. 339-354, 2009.

TÚLER, C.A., SILVA-TORRES, C.S.A., TORRES, J.B., MORAES, R.B., RODRIGUES, A.R.S. Mating system, age, and reproductive performance in *Tenuisvalvae notata*, a long-lived ladybird beetle. **Bulletin of Entomological Research**, n.11, p. 1-9, nov. 2017.

TRIGO, J. R. BITTRICH, V. AMARAL, M. DO C. MARSAIOLI, A. J. **Ecologia Química**, v.6, p.1-9, 2000.

VAN DRIESCHE, R. G.; HODDLE, M. S.; CENTER, T. D. **Control de plagas y malezas por enemigos naturales**. Washington: USDA-USFS. p.751 , 2007.

VAN LENTEREN, J. C. Quality control and production of biological control agents: Theory and testing procedures. Wallingford: **CABI Publishing**, 2003. 384p.

VIEIRA, G. F.; BUENO, V. H. P.; AUAD, A. M. Resposta funcional de *Scymnus* (Pullus) *argentinicus* (Weise) (Coleoptera: Coccinellidae) a diferentes densidades do pulgão verde *Schizaphis graminum* (Rond.) (Homoptera: Aphididae). **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, Londrina, v. 26, n. 3, p. 495-502, 1997.

VILELA, E.F., DELLA LUCIA, T.M.C. Introdução aos semioquímicos e terminologia. In: VILELA, E. F., DELLA LUCIA, T. (Ed.). **Feromônios de insetos: biologia, química e emprego no manejo de pragas**. 2. ed. Ribeirão Preto: Holos, p. 912, 2001.

WAKONIG, G., EVELEIGH, L., ARNOLDJ, G., AND CRAILSHEIM, K. Cuticular hydrocarbon profiles reveal age-related changes in honey bee drones (*Apis mellifera carnica*). **Journal of Apicultural Research**, v. 39, p. 137-141, 2000.

WILLIAMS, D. J.; GRANARA DE WILLINK, M. C. Mealybugs of Central and South America. **CAB International**, Wallingford, 1992.

WHEELER, C. A. CARDÉ R. T. Defensive allomones function as aggregation pheromones in diapausing Ladybird Beetles, *Hippodamia convergens*. **Journal Chemical Ecology**, v. 39. p. 23-32, 2013.

YASUDA, H., TAKAGI, T., KOGI, K. Effects of conspecific and heterospecific larval tracks on the oviposition behavior of the predatory ladybird, *Harmonia axyridis* (Coleoptera: Coccinellidae). **European Journal of Entomology**, v. 97, p. 551-553, 2000.

Tabelas

Tabela 1. Tempo médio de desenvolvimento (\pm EP) das joaninhas predadoras, *Tenuisvalvae notata* e *Cryptolaemus montrouzieri* sob diferentes condições de exposição à semioquímicos voláteis.

Teste	Tratamento	Média em dias (\pm EP)
T*	T1	28,00 \pm 0,5802 A
TxT	T2	28,28 \pm 0,4565 A
	T3	28,12 \pm 0,3179 A
C**	C1	23,84 \pm 0,3091 B
Cx C	C2	24,80 \pm 0,6506 B
	C3	24,52 \pm 0,4868 B
CxT	C4	27,04 \pm 0,4338 A
	T4	28,56 \pm 0,6978 A
Estatística	F = 15,08; P < 0,0001	

T* = *Tenuisvalvae notata*, C** = *Cryptolaemus montrouzieri*. Médias seguidas de mesma letra maiúscula na coluna não diferem estatisticamente entre si pelo teste de Tukey (α = 0.05%).

Tabela 2. Efeito da interação entre tratamento, sexo e status na predação de *Ferrisia dasyrillii* por *Tenuisvalvae notata* e *Cryptolaemus montrouzieri*

Efeito	Predação Voláteis			Predação Rastro		
	df	F	P	df	F	P
Tratamento	5	14,3	<0,0001	3	27,95	<0,0001
Sexo	1	54,65	<0,0001	1	20,85	<0,0001
Status	5	8,07	0,0046	3	1,72	0,1899
Trat x Sexo	1	0,37	0,8674	1	0,39	0,7599
Trat x Status	5	2,83	0,0154	3	0,27	0,8445
Sexo x Status	1	5,68	0,0174	1	1,36	0,2449
Trat x Status x Sexo	5	2,29	0,0445	3	0,39	0,7573
Error	696			464		

Tabela 3. Média (\pm EP) da predação de fêmeas adultas de *Ferrisia dasyrilii* por machos e fêmeas de *Tenuisvalvae notata* e *Cryptolaemus montrouzieri* sob diferentes condições de acasalamento e exposição à semioquímicos ao longo de 24 horas.

Status	Voláteis			Rastro		
	Trat	Média (\pm EP) ♀	Média (\pm EP) ♂	Trat	Média (\pm EP) ♀	Média (\pm EP) ♂
Virgens	C ¹	2,46 \pm 0,21	1,73 \pm 0,21	C	2,46 \pm 0,21	1,73 \pm 0,20
	CLC ²	2,46 \pm 0,20	1,66 \pm 0,16	CRC ⁷	2,23 \pm 0,17	1,93 \pm 0,12
	CLT ³	2,46 \pm 0,17	2,16 \pm 0,14	CRT ⁸	2,33 \pm 0,17	1,83 \pm 0,22
	T ⁴	1,40 \pm 0,11	1,43 \pm 0,12	T	1,40 \pm 0,11	1,43 \pm 0,12
	TLC ⁵	1,93 \pm 0,20	1,66 \pm 0,2	TRC ⁹	1,46 \pm 0,15	1,36 \pm 0,16
	TLT ⁶	1,96 \pm 0,16	1,86 \pm 0,20	TRT ¹⁰	1,43 \pm 0,10	1,26 \pm 0,12
Acasalados	C	2,86 \pm 0,17	2,43 \pm 0,15	C	2,86 \pm 0,17	2,43 \pm 0,15
	CLC	2,76 \pm 0,21	2,03 \pm 0,19	CRC	2,23 \pm 0,18	1,60 \pm 0,10
	CLT	2,80 \pm 0,22	2,10 \pm 0,21	CRT	2,33 \pm 0,19	1,86 \pm 0,16
	T	2,23 \pm 0,10	1,30 \pm 0,12	T	2,23 \pm 0,10	1,30 \pm 0,12
	TLC	1,73 \pm 0,16	1,26 \pm 0,17	TRC	1,46 \pm 0,17	1,03 \pm 0,12
	TLT	2,73 \pm 0,21	1,66 \pm 0,17	TRT	1,50 \pm 0,10	1,23 \pm 0,12

C¹ = *C. montrouzieri* sozinha;

CLC² = *C. montrouzieri* sob voláteis de *C. montrouzieri*;

CLT³ = *C. montrouzieri* sob voláteis de *T. notata*;

T⁴ = *T. notata* sozinha;

TLC⁵ = *T. notata* sob voláteis de *C. montrouzieri*;

TLT⁶ = *T. notata* sob voláteis de *T. notata*.

CRC⁷ = *C. montrouzieri* sobre rastros de *C. montrouzieri*;

CRT⁸ = *C. montrouzieri* sobre rastros de *T. notata*;

TRC⁹ = *T. notata* sobre rastros de *C. montrouzieri*;

TRT¹⁰ = *T. notata* sobre rastros de *T. notata*.

Figuras



Figura 1. Arena experimental confeccionada de placas de Petri de acrílico (5,5 cm de diâmetro), onde as tampas continham uma abertura em forma quadrangular (4x4 cm), recoberta com tecido voal para permitir a ventilação entre placas.



Figura 2. Abóbora “Jacarezinho” para criação da presa *F. dasyliirii*, através infestação de pela região do pedúnculo com fêmeas da cochonilha ativamente reprodutivas.



Figura 3. Criação do predador *T. notata*. Em caixa de acrílico com abertura lateral coberta de tecido voal para ventilação.

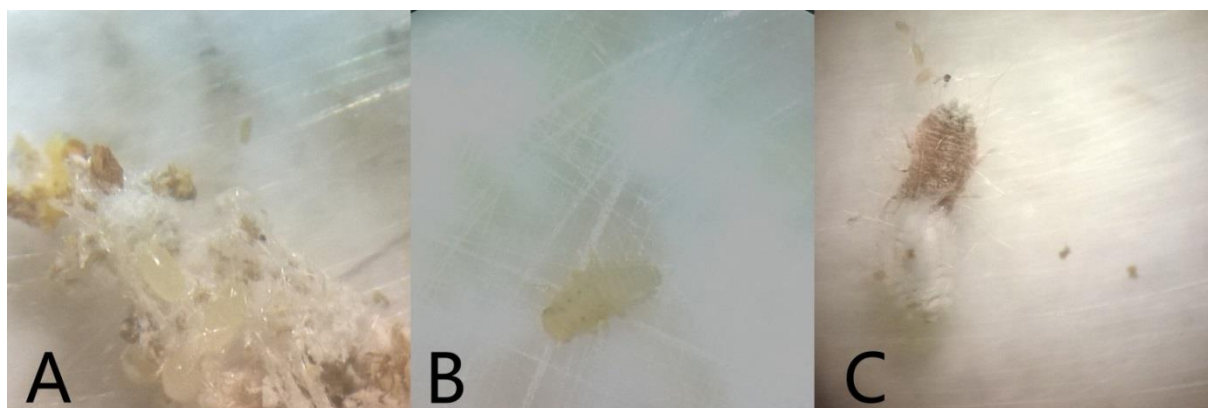


Figura 4. A. Ovos de *T. notata* envoltos na cera da presa *F. dasirilii*. B. Larva de primeiro instar. C. Larva de segundo instar predando cochonilha.



Figura 5. Fêmea de *T. notata* predando a cohonilha *F. dasirilii*.



Figura 6. **A.** Larva de primeiro instar de *C. montrouzieri*. **B.** Larva de terceiro instar. **C.** Exúvia da larva de terceiro instar.



Figura 7. Casal de adultos de *C. montrouzieri*.

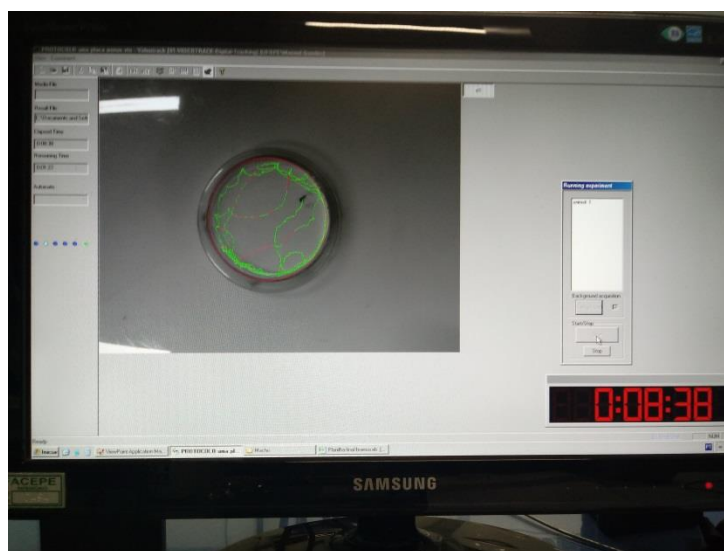


Figura 8. Imagem do monitoramento do caminhamento da joaninha sobre o rastro no programa software ViewPointTM 288 (ViewPoint Life Sciences Inc., Montreal, Canadá).



Figura 9. Câmera de vídeo acoplada a um suporte vertical e posicionada sobre a arena, capturando o comportamento do inseto.

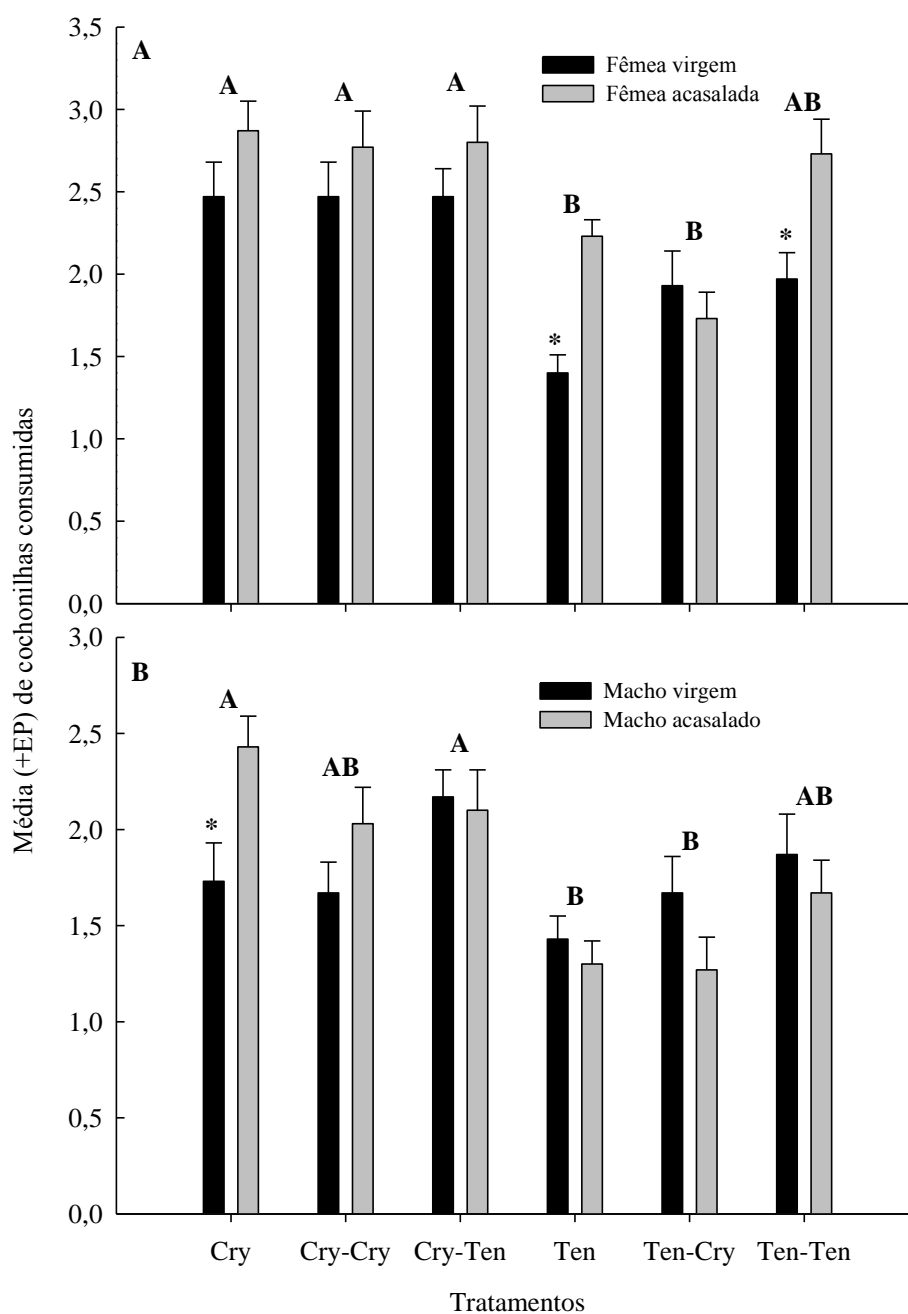


Figura 10. Número médio (\pm EP) de cochinilhas consumidas em 24h por joaninhas fêmeas (A) e machos (B) de *Cryptolaemus mountrouzieri* e *Tenuisvalvae notata* submetidas a diferentes condições de voláteis. Cry: *C. mountrouzieri* sozinha; Ten: *T. notata* sozinha; Cry - Cry: *C. mountrouzieri* sob voláteis de coespecíficos; Ten -Ten: *T. notata* sob voláteis de coespecíficos; Cry - Ten: *C. mountrouzieri* sob voláteis de *T. notata*; Ten - Cry: *T. notata* sob voláteis de *C. mountrouzieri*. Barras seguidas de mesma letra maiúscula não diferem entre os tratamentos no mesmo sexo. Enquanto barras seguidas de asteriscos (*), no mesmo tratamento, diferem entre si pelo teste de Tukey ($\alpha = 0,05$).

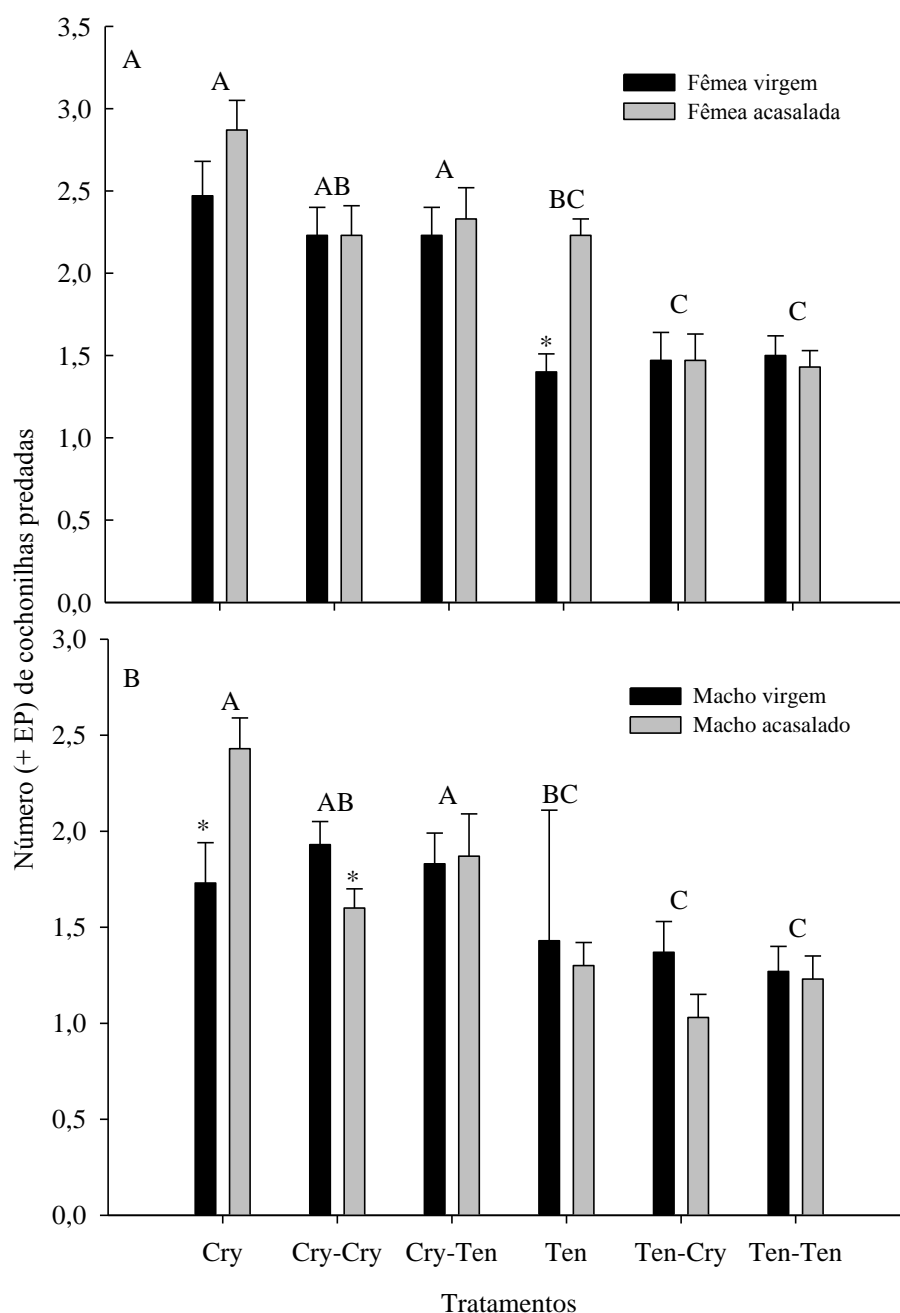


Figura 11. Número médio (\pm EP) de cochinilhas consumidas em 24h por joaninhas fêmeas (A) e machos (B) de *Cryptolaemus mountrouzieri* e *Tenuisvalvae notata* submetidas a diferentes condições de **rastros**. Cry: *C. mountrouzieri* sozinha; Ten: *T. notata* sozinha; Cry - Cry: *C. mountrouzieri* sob voláteis de coespecíficos; Ten -Ten: *T. notata* sob voláteis de coespecíficos; Cry - Ten: *C. mountrouzieri* sob voláteis de *T. notata*; Ten - Cry: *T. notata* sob voláteis de *C. mountrouzieri*. Barras seguidas de mesma letra maiúscula não diferem entre os tratamentos no mesmo sexo. Enquanto barras seguidas de asteriscos (*), no mesmo tratamento, diferem entre si pelo teste de Tukey ($\alpha = 0,05$).

