

**UNIVERSIDADE TECNOLÓGICA FEDERAL DO PARANÁ
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM AGROECOSSISTEMAS**

CAROLINE MARIA ALLEIN

**SELETIVIDADE DO EXTRATO HEXÂNICO DE FRUTOS DE *Ricinus
communis* L. (EUPHORBIACEAE) À *Trichogramma pretiosum*
RILEY, 1879 (HYMENOPTERA: TRICHOGRAMMATIDAE)**

DISSERTAÇÃO

DOIS VIZINHOS

2021

CAROLINE MARIA ALLEIN

SELETIVIDADE DO EXTRATO HEXÂNICO DE FRUTOS DE *Ricinus communis* L. (EUPHORBIACEAE) À *Trichogramma pretiosum* RILEY, 1879 (HYMENOPTERA: TRICHOGRAMMATIDAE)

SELECTIVITY OF THE HEXANIC FRUITS EXTRACT OF *Ricinus communis* L. (EUPHORBIACEAE) TO *Trichogramma pretiosum* RILEY, 1879 (HYMENOPTERA: TRICHOGRAMMATIDAE)

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Agroecossistemas da Universidade Tecnológica Federal do Paraná – Campus Dois Vizinhos – UTFPR-DV, como requisito parcial à obtenção do título de Mestre em Ciências Agrárias.
Orientador: Everton Ricardi Lozano da Silva

DOIS VIZINHOS

2021



[4.0 Internacional](https://creativecommons.org/licenses/by-nc-nd/4.0/)

Esta licença permite download e compartilhamento do trabalho desde que sejam atribuídos créditos ao(s) autor(es), sem a possibilidade de alterá-lo ou utilizá-lo para fins comerciais.

Conteúdos elaborados por terceiros, citados e referenciados nesta obra não são cobertos pela licença.



**Ministério da Educação
Universidade Tecnológica Federal do Paraná
Câmpus Dois Vizinhos**



CAROLINE MARIA ALLEIN

**SELETIVIDADE DO EXTRATO HEXÂNICO DE FRUTOS DE RICINUS COMMUNIS L. (EUPHORBIACEAE)
À TRICHOGRAMMA PRETIOSUM RILEY, 1879 (HYMENOPTERA: TRICHOGRAMMATIDAE).**

Trabalho de pesquisa de mestrado apresentado como requisito para obtenção do título de Mestre Em Ciências Agrárias da Universidade Tecnológica Federal do Paraná (UTFPR). Área de concentração: Agroecossistemas.

Data de aprovação: 25 de Março de 2021

Prof Everton Ricardi Lozano Da Silva, Doutorado - Universidade Tecnológica Federal do Paraná

Prof.a Dejane Santos Alves, - Universidade Tecnológica Federal do Paraná

Prof Tiago Cardoso Da Costa Lima, Doutorado - Embrapa Semiárido

Documento gerado pelo Sistema Acadêmico da UTFPR a partir dos dados da Ata de Defesa em 26/04/2021.

Aos meus pais, Alcísio e Sirlei, por todo amor e apoio; a todos os meus professores pelo incentivo.

AGRADECIMENTOS

À Deus, por estar comigo todos os dias!

Ao meu orientador, Prof. Dr. Everton R. Lozano, por ter acreditado em mim, pela paciência, compreensão e por todos os ensinamentos.

Aos Prof. Drs. Tiago Cardoso da Costa Lima e DeJane Santos Alves pelos importantes apontamentos e contribuições como membro da banca.

A todos os meus professores, que ao longo da minha vida estudantil contribuíram com seus ensinamentos e me incentivaram a sempre estudar.

Aos meus pais, Alcísio e Sirlei, por tudo que me ensinaram, por todo o amor, educação, pelo apoio na realização dos meus sonhos e por me darem tudo o que foi necessário para que eu chegasse até aqui.

Ao meu namorado Jaime Alexandre, pelo incentivo, ajuda, compreensão e por ter sido um grande companheiro, não apenas nesse período, mas ao longo de todas as etapas que estamos vivendo juntos.

À Margarete, Secretária de Educação do município de Cruzeiro do Iguaçu, pelo apoio na realização do Mestrado.

Aos meus colegas de profissão pelas palavras de motivação ao longo desse período e por entenderem minhas ausências.

Aos meus colegas e amigos do Laboratório de Controle Biológico que me auxiliaram na condução dos experimentos: Renan, Tayná, Ana Paula, Mateus, Leonardo H., José, Leonardo T., Jhennifer e Darlin.

Ao Thiago, técnico do laboratório, pelo auxílio e paciência em me ensinar a manusear os equipamentos laboratoriais, e por sempre estar disponível em me atender e ajudar.

Aos meus colegas de Mestrado pelo compartilhamento de conhecimentos e pelas amizades formadas.

Aos professores do curso de Pós-Graduação em Agroecossistema pela excelente contribuição na minha formação como Mestre.

À empresa Corteva Agriscience por fornecer grande parte do material utilizado para a pesquisa e dar todo suporte necessário.

À Universidade Tecnológica Federal do Paraná pela oportunidade em cursar um Mestrado de Excelência na área de Ciências Agrárias e poder contribuir para o meio

científico.

Às demais pessoas que, mesmo não mencionadas, contribuíram neste processo.

“Não podemos simplesmente passar pela vida, temos que fincar o pé e fazer a nossa história. A história começa sempre de um sonho que muitas vezes sonhamos só. Hoje estou riscando esse sonho do meu caderninho, pois com muita luta e determinação, consegui fazer desse sonho uma história, pois viver é estar a caminho, em busca de uma grande realização pessoal”

(Ediluci Malcher)

RESUMO

ALLEIN, Caroline Maria. SELETIVIDADE DO EXTRATO HEXÂNICO DE FRUTOS DE *Ricinus communis* L. (EUPHORBIACEAE) À *Trichogramma pretiosum* RILEY, 1879 (HYMENOPTERA: TRICHOGRAMMATIDAE). 69f. Dissertação (Mestrado em Ciências Agrárias) – Programa de Pós-Graduação em Agroecossistemas (Área de Concentração: Controle Biológico), Universidade Tecnológica Federal do Paraná (UTFPR). Dois Vizinhos, 2021.

A utilização de extratos vegetais é uma alternativa promissora para o controle de insetos-praga, devido a diversidade de compostos extraídos, sendo a mamona, *Ricinus communis* L. (Malpighiales: Euphorbiaceae) uma planta que se destaca quanto ao seu potencial inseticida, por meio de diferentes extratos. Geralmente, os inseticidas botânicos são mais seguros que os inseticidas químicos sintéticos, porém podem causar efeitos negativos sobre o complexo de inimigos naturais, como o parasitoide de ovos *Trichogramma pretiosum* Riley, 1879 (Hymenoptera: Trichogrammatidae), amplamente utilizado para o controle de lepidópteros. Nesse contexto, estudos de seletividade são fundamentais para o estabelecimento de estratégias de controle eficazes e ambientalmente seguras. Assim, o objetivo desse trabalho foi avaliar a seletividade do extrato hexânico de frutos de *R. communis* (EHRC) sobre o parasitoide de ovos *T. pretiosum*, em ovos de *Chrysodeixis includens* Walker, 1858 (Lepidoptera: Noctuidae), em condições de laboratório. Para isso ovos de *C. includens* foram imersos no EHRC, nas concentrações 0,5%, 1,0% e 2,0% em três diferentes bioensaios. 1) Preferência de parasitismo de *T. pretiosum* entre ovos de *C. includens* tratados e não tratados – teste com chance de escolha; 2) Efeito do EHRC sobre o parasitismo de *T. pretiosum* – teste sem chance de escolha (pré-parasitismo); 3) Seletividade do EHRC a fase imatura de *T. pretiosum* – teste sem chance de escolha (pós-parasitismo). Os parâmetros avaliados foram: parasitismo, emergência, razão sexual, duração do período ovo-adulto e longevidade. O EHRC reduziu o parasitismo de *T. pretiosum* em ovos de *C. includens* e apresentou toxicidade sobre a fase imatura do parasitoide, sendo, portanto, não seletivo a *T. pretiosum* quanto ao parâmetro parasitismo. Em relação aos parâmetros emergência e razão sexual o EHRC é seletivo, pois não interferiu sobre o parasitoide. Já para os parâmetros período ovo-adulto e longevidade, o EHRC causou algumas alterações, no entanto, infere-se que tais alterações não tenham resultados práticos capazes de prejudicar a população em campo, podendo ser considerado seletivo. Considerando-se o potencial de *R. communis* e *T. pretiosum* para o controle de pragas, estudos adicionais com diferentes estratégias de aplicação do extrato e liberação do parasitoide são importantes.

Palavras-chave: Controle biológico. Inseticida botânico. Mamona. Parasitoide de ovos.

ABSTRACT

ALLEIN, Caroline Maria. SELECTIVITY OF THE HEXANIC FRUITS EXTRACT OF *Ricinus communis* L. (EUPHORBIACEAE) TO *Trichogramma pretiosum* RILEY, 1879 (HYMENOPTERA: TRICHOGRAMMATIDAE). 69f. Dissertation (Masters in Agrarian Sciences) - Graduate Program in Agroecosystem (Concentration Area: Biological Control), Federal University of Technology – Paraná (UTFPR). Dois Vizinhos, 2021.

The use of plant extracts is a promising alternative for the control of pest insects, due to the diversity of extracted compounds, being castor, *Ricinus communis* L. (Malpighiales: Euphorbiaceae) a plant that stands out in terms of its insecticidal potential, through different extracts. Generally, botanical insecticides are safer than synthetic chemical insecticides, but they can cause negative effects on the complex of natural enemies, such as the egg parasitoid *Trichogramma pretiosum* Riley, 1879 (Hymenoptera: Trichogrammatidae), widely used for the control of lepidopterans. In this context, with a bias to Integrated Pest Management (MIP) selectivity studies are fundamental for the establishment of effective and environmentally safe control strategies. Thus, the objective of this work was to evaluate the selectivity Hexanic Extract of fruits and seeds of *R. communis* (EHRC) over the egg parasitoid *T. pretiosum*, in eggs *Chrysodeixis includens* Walker, 1858 (Lepidoptera: Noctuidae), under laboratory conditions. For this, eggs from *C. includens* were immersed in the EHRC, in concentrations 0.5%, 1,0% and 2,0% in three different bioassays. 1) Preference of *T. pretiosum* parasitism among treated and untreated *C. includens* eggs – test with a choice; 2) Effect of the EHRC on *T. pretiosum* parasitism - test with no choice (pre-parasitism); 3) Selectivity of the EHRC to *T. pretiosum* larvae - test without choice (post-parasitism). The parameters evaluated were: parasitism, emergence, sex ratio, duration of the egg-adult period and longevity. The EHRC reduced the parasitism of *T. pretiosum* in eggs of *C. includens* and presented toxicity on the immature phase of the parasitoid, being, therefore, not selective to *T. pretiosum* regarding the parasitism parameter. Regarding the parameters of emergency and sex ratio, the EHRC is selective, as it did not interfere with the parasitoid. As for the egg-adult period and longevity parameters, the EHRC caused some changes, however, it is inferred that such changes do not have practical results capable of harming the population in the field, and can be considered selective. Considering the potential of *R. communis* and *T. pretiosum* for pest control, additional studies with different strategies for applying the extract and releasing the parasitoid are importante.

Keywords: Biological control. Alternative control. Botanical insecticide. Egg parasitoid.

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO	11
2 REVISÃO DE LITERATURA	14
2.1 O MANEJO INTEGRADO DE PRAGAS COMO PILAR DE SUSTENTABILIDADE NOS AGROECOSSISTEMAS	14
2.2 O CONTROLE BIOLÓGICO COMO ESTRATÉGIA FUNDAMENTAL NO MANEJO INTEGRADO DE PRAGAS	16
2.2.1 Controle biológico com parasitoide de ovos - o gênero <i>Trichogramma</i>	19
2.2.2 <i>Trichogramma pretiosum</i> Riley 1879 (Hymenoptera: Trichogrammatidae)	23
2.3 OS EXTRATOS VEGETAIS COM POTENCIAL INSETICIDA COMO ALTERNATIVA AOS INSETICIDAS QUÍMICOS SINTÉTICOS PARA O CONTROLE DE INSETOS-PRAGA	25
2.3.1 Extrato vegetal de <i>Ricinus communis</i> L. (Malpighiales: Euphorbiaceae)	28
2.3.2 Seletividade de extratos vegetais a parasitoides de ovos	30
3 MATERIAL E MÉTODOS	34
3.1 OBTENÇÃO DO EXTRATO HEXÂNICO DE FRUTOS DE <i>Ricinus communis</i> E DOS INSETOS	34
3.2 BIOENSAIOS DE SELETIVIDADE DO EXTRATO HEXÂNICO DE FRUTOS DE <i>Ricinus communis</i> SOBRE <i>Trichogramma pretiosum</i>	38
3.2.1 Bioensaio 1: Preferência de parasitismo de <i>Trichogramma pretiosum</i> entre ovos de <i>Chrysodeixis includens</i> tratados e não tratados com extrato hexânico de frutos de <i>Ricinus communis</i> – teste com chance de escolha	39
3.2.2 Bioensaio 2: Efeito do extrato hexânico de frutos de <i>Ricinus communis</i> sobre o parasitismo de <i>Trichogramma pretiosum</i> - teste sem chance de escolha (pré-parasitismo)	41
3.2.3 Bioensaio 3: Seletividade do extrato hexânico de frutos de <i>Ricinus communis</i> a fase imatura de <i>Trichogramma pretiosum</i> – teste sem chance de escolha (pós-parasitismo)	42
3.3 ANÁLISES MATEMÁTICA E ESTATÍSTICA	42
4 RESULTADOS	44
4.1 BIOENSAIOS DE SELETIVIDADE DO EXTRATO HEXÂNICO DE FRUTOS DE <i>Ricinus communis</i> SOBRE <i>Trichogramma pretiosum</i>	44
4.1.1 Bioensaio 1: Preferência de parasitismo de <i>Trichogramma pretiosum</i> entre ovos de <i>Chrysodeixis includens</i> tratados e não tratados com extrato hexânico de frutos de <i>Ricinus communis</i> – teste com chance de escolha	44
4.1.2 Bioensaios 2 e 3: Efeito do extrato hexânico de frutos de <i>Ricinus communis</i> sobre o parasitismo de <i>Trichogramma pretiosum</i> - teste sem chance de escolha (pré-parasitismo) e seletividade do extrato hexânico de frutos de <i>Ricinus communis</i> a fase imatura de <i>Trichogramma pretiosum</i> – teste sem chance de escolha (pós-parasitismo)	45
5 DISCUSSÃO	49
6 CONCLUSÕES	55
REFERÊNCIAS	56

1 INTRODUÇÃO

O controle biológico tem apresentado significativos avanços no Brasil, principalmente em decorrência da diversidade de parasitoides, predadores ou microorganismos nos ecossistemas (PARRA; COELHO, 2019) e da facilidade de multiplicação desses organismos em laboratório (COELHO; PARRA, 2013). Entre os vários parasitoides de ovos que são conhecidos por controlar as populações de insetos-praga, as espécies do gênero *Trichogramma* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) são as mais exploradas e utilizadas para o manejo de pragas em todo o mundo (JALALI; MOHANRAJ; LAKSHMI, 2016), com destaque para a espécie *Trichogramma pretiosum* Riley 1879 (Hymenoptera: Trichogrammatidae) (JALALI, MOHANRAJ, LAKSHMI, 2016; CARVALHO et al., 2019). Este inseto é ser capaz de controlar um grande número de espécies de lepidópteros (CARVALHO et al., 2019; SILVA et al., 2019).

No Brasil, segundo o Sistema de Agrotóxicos Fitossanitários (Agrofit) do Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA) (BRASIL, 2021) *T. pretiosum* é registrada para o controle biológico de *Tuta absoluta* Meyrick, 1917 (Lepidoptera: Gelechiidae), *Anticarsia gemmatalis* Hübner, 1818 (Lepidoptera: Noctuidae), *Helicoverpa zea* Hübner, 1805 (Lepidoptera: Noctuidae) e *Spodoptera frugiperda* Smith, 1797 (Lepidoptera: Noctuidae). No entanto, em estudos realizados, foi demonstrado o uso de *T. pretiosum* para outros insetos-praga não registrados, como *Chrysodeixis includens* Walker, 1858 (Lepidoptera: Noctuidae) (BUENO et al., 2009; BUENO, PARRA, BUENO, 2012), *Helicoverpa armigera* Hübner, 1805 (Lepidoptera: Noctuidae) (CARVALHO et al., 2017; ZUIM et al., 2017; PEREIRA et al., 2019), *Neoleucionodes elegantalis* Guenée, 1854 (Lepidoptera: Cambridae) (OLIVEIRA et al., 2017; OLIVEIRA et al., 2020), *Lasiothyris luminosa* Razowski & Becker, 1983 (Lepidoptera: Tortricidae) (COSTA-LIMA et al., 2021) entre outras lagartas.

Paralelo a intensificação do uso de organismos para o controle biológico na agricultura, nos últimos anos há uma tendência positiva do aumento do uso de inseticidas botânicos como uma das técnicas para controlar populações de insetos-praga (ISMAN, 2015). A expansão do uso de extratos vegetais é decorrente de uma

série de vantagens, tais como eficácia no manejo de diferentes pragas de culturas, apresentarem variados modos de ação, suas fontes estarem facilmente disponíveis e serem biodegradáveis (LENGAI; MUTHOMI; MBEGA, 2020).

Há uma diversidade de plantas com potencial inseticida que vêm sendo pesquisadas e utilizadas, sobretudo em agroecossistemas alternativos de produção. Dentre as plantas que apresentam potencial inseticida, a espécie *Ricinus communis* L. (Euphorbiaceae) vem ganhando notoriedade devido a presença da ricina, um alcaloide que atua como toxina e repelente de insetos (KAUR; BHASKAR, 2020). A ricina age nos insetos impedindo a síntese de proteínas e reduzindo a digestibilidade (BESTETE et al., 2011), além de efeitos letais e subletais que afetam o desenvolvimento larval, afetando consequentemente pupas e adultos (RONDELLI, 2010; LIMA; MOREIRA; PINTO, 2011; PESSOA et al., 2014).

Em pesquisa referente ao efeito de extratos orgânicos de *R. communis* sobre *S. frugiperda* foi observado que os extratos obtidos a partir de sementes causaram maior mortalidade ao inseto, em relação aos extratos obtidos das folhas da planta (RAMOS-LÓPEZ et al., 2010). Em estudo com óleo essencial de *R. communis* sobre *H. zea* verificou-se que o óleo, tanto por ingestão quanto por contato, reduz a sobrevivência de larvas de *H. zea* (BESTETE et al., 2011). Em pesquisa mais recente, ao testar diferentes frações do extrato de *R. communis* sobre *C. includens*, foi observado que a fração hexânica apresentou maior toxicidade para a lagarta, causando mortalidade de 93,3% na concentração 10% (WARMLING, 2018).

Os efeitos de extratos vegetais sobre os insetos podem variar devido a uma série de fatores, tais como a espécie do inseto, a fase de desenvolvimento, a espécie vegetal, a concentração, forma de aplicação, dentre outros. Além de pesquisas sobre o efeito dos extratos sobre insetos-praga estudos sobre a seletividade de extratos vegetais são relevantes por contribuírem no conhecimento dos efeitos que tais produtos ocasionam sobre inimigos naturais, principalmente quando utilizados simultaneamente como estratégias de controle no MIP. A suposição de que produtos naturais são sempre seguros é frequentemente inválida (ISMAN; GRIENEISEN, 2014), pois, embora considerados mais seguros que os inseticidas sintéticos, os extratos vegetais também podem atuar sobre os insetos que realizam o controle biológico, interferindo seu modo de ação e reduzindo a eficácia dos parasitoides de

ovos (LOZANO, 2010; SILVA; BUENO, 2015; RAMPELOTTI-FERREIRA et al., 2017).

Estudos prévio constataram que o extrato de *R. communis* interferiu no parasitismo do inimigo natural *Trichogramma japonicum* Ashmead, 1904 (Hymenoptera: Trichogrammatidae) (SHANKARGANESH; KHAN, 2006). Já o óleo de *R. communis* pode ser utilizado em conjunto com *T. pretiosum*, desde que as pulverizações sejam feitas após a liberação do parasitoide, evitando que o bioinseticida influencie na taxa de parasitismo (BESTETE et al., 2011). De modo geral, são escassos os estudos relacionados à seletividade de extratos vegetais sobre o parasitoide de ovos *T. pretiosum*, em especial estudos com o extrato de *R. communis*.

Pesquisas sobre seletividade, colaboram para a elaboração e/ou aperfeiçoamento de tecnologias alternativas e sustentáveis para o controle de diferentes pragas, em variados sistemas de produção. Destaque especial a estudos de seletividade de extratos derivados de *R. communis* sobre *T. pretiosum*, amplamente utilizado para o controle de lepidópteros. Assim, diante do exposto, o objetivo desse trabalho foi avaliar a seletividade do extrato hexânico de frutos de *R. communis* (EHRC) sobre o parasitoide de ovos *T. pretiosum*, em ovos de *C. includens* em condições de laboratório.

2 REVISÃO DE LITERATURA

2.1 O MANEJO INTEGRADO DE PRAGAS COMO PILAR DE SUSTENTABILIDADE NOS AGROECOSSISTEMAS

O ser humano intensificou a alteração dos ecossistemas naturais a fim de expandir a produtividade de bens essenciais ao seu sustento. Com essa interferência antrópica, houve mudanças nos procedimentos de manejo das plantações as quais acarretaram na criação de ambientes modificados conhecidos como agroecossistemas (FEIDEN, 2005). O termo agroecossistema é utilizado para caracterizar todo ecossistema agrário que passa por contínua transformação produtiva, sendo o lugar no qual o homem se apropria e o transforma. Assim, a agricultura artificializa o ambiente natural para produzir alimento com o intuito de satisfazer as necessidades humanas (COSTA NETO, 2018).

Os agroecossistemas manejados convencionalmente mantenham muitas das características de ecossistemas naturais, do ponto de vista toxicológico, são caracterizados pela presença frequente de produtos químicos sintéticos. A natureza e a extensão da contaminação por tais produtos podem variar de acordo com a cultura ou atividade realizada. Em monoculturas a variedade de produtos químicos sintéticos será menor, mas as concentrações podem ser mais altas (HODGSON, 2012).

A perda da biodiversidade nos agroecossistemas é mais um fator decorrente da expansão e intensificação da agricultura (TSCHARNTKE et al., 2012), que tem sido agravada pelos desafios do controle de pragas em agroecossistemas. Com a intensificação da agricultura convencional, o uso de métodos de biocontrole de pragas diminuiu e os tratamentos químicos e o uso de organismos geneticamente modificados foram adotados para controlar pragas. Assim, o controle natural do sistema foi mudado para mecanismos de controle induzidos por humanos e essas mudanças, além de prejudicar a biodiversidade, também aumentaram os custos ambientais, a poluição da água e do lençol freático nos agroecossistemas (KAZEMI; KLUB; KAMKAR, 2018).

No Brasil, uma pesquisa realizada pela Federação das Indústrias do Estado de São Paulo (FIESP) apresentou o perfil de alimentos consumidos pelos brasileiros

e as tendências para 2020. Foi identificado que o consumidor prefere produtos naturais, sem químicos, mais seguros e de qualidade atestada, cuja produção cause menor impacto ao ambiente e com menor emissão de carbono (FIESP, 2010). Dessa forma, cada vez mais debates ressaltam a importância em desenvolver novas práticas agrícolas que produzam mais alimentos, porém, de forma sustentável (WEZEL et al., 2014).

A transição para uma agricultura sustentável nos agroecossistemas é pautada no aumento de eficiência, caracterizado por práticas que aumentem a produtividade das culturas e diminuam os insumos de consumo, como água e produtos químicos sintéticos. Além disso, é relevante empregar procedimentos de substituição de entrada ou prática no agroecossistema, como a substituição de produtos químicos sintéticos por inseticidas naturais. (WEZEL et al., 2014).

Como meio de alcançar a sustentabilidade do agroecossistema, o emprego do Manejo Integrado de Pragas (MIP) é fundamental (BOTTRELL; SCHOENLY, 2018). O MIP se caracteriza como um conjunto de estratégias para controlar pragas de plantas usando uma variedade de métodos disponíveis, visando otimizar e reduzir as aplicações de produtos químicos sintéticos. Desta forma, o MIP tem a capacidade intrínseca de permitir a produção de alimentos de modo sustentável para alimentar a crescente população mundial e substituir uma grande proporção dos produtos tóxicos usados atualmente (STENBERG, 2017).

Dentro do MIP, existem diversos métodos de controle que podem ser usados para controlar as pragas agrícolas, como o controle cultural, biológico, físico, genético, químico, entre outros (GALLO et al., 2002). O uso de vários métodos fornece proteção à cultura, que é menos arriscada, mais tecnicamente eficiente e mais econômica, em relação à quando há o uso de um único método. Além disso, ao combinar diferentes estratégias de controle, a probabilidade de uma praga se adaptar a qualquer método é menor (BOTTRELL; SCHOENLY, 2018).

O princípio do MIP não impede o uso de produtos químicos, mas estabelece a importância de serem usados com prudência ao mesmo tempo que devem estar integrados a outros métodos de controle (ABROL; SHANKAR, 2016). Assim, a integração do controle químico e biológico, priorizando o menor impacto possível sobre os inimigos naturais, costuma ser empregada no agroecossistema (HALFELD-

VIEIRA et al., 2016).

Nesse contexto, é importante destacar que os produtos químicos sintéticos apresentam a possibilidades de serem substituídos por métodos alternativos de controle, como a aplicação de produtos químicos naturais, como os extratos vegetais (PENTEADO, 2007). Além de serem capazes de promover o controle de populações de insetos-praga, os extratos vegetais são menos agressivos aos componentes do agroecossistema (LENGAI; MUTHOMI; MBEGA, 2020).

Além do uso dos inseticidas botânicos, o controle biológico vem ganhando destaque por ser um método que promove o manejo das pragas ao mesmo tempo que mantêm o equilíbrio do sistema, pois visa diminuir a população de pragas agrícolas e está associado de maneira positiva a manutenção da biodiversidade dos inimigos naturais (CROWDER; JABBOUR, 2014). Assim, o controle biológico é uma ferramenta estratégica no contexto atual da agricultura, em que há cada vez mais, a busca por uma produção sustentável (HALFELD-VIERIRA et al., 2016).

2.2 O CONTROLE BIOLÓGICO COMO ESTRATÉGIA FUNDAMENTAL NO MANEJO INTEGRADO DE PRAGAS

O controle biológico constitui-se como um fenômeno natural que garante a regulação do número de plantas e animais através da ação de inimigos naturais, mantendo assim todos os seres vivos em estado de equilíbrio com o ambiente (VAN DEN BOSCH et al., 1982), sendo, portanto, uma estratégia segura e sustentável para o manejo dos agroecossistemas (WANG et al., 2019).

Os primeiros registros da utilização intencional de insetos para suprimir populações de outros insetos ocorreram na China. No século III, os agricultores chineses utilizavam formigas predadoras, como inimigos naturais, para controlar insetos-praga que atacavam plantas cítricas (VAN DEN BOSCH et al., 1982; BERTI FILHO; MACEDO, 2010; PARRA, 2019).

O controle biológico pode ser classificado como natural, clássico ou aplicado. O controle biológico natural ocorre quando o agroecossistema é manejado de forma a facilitar o aumento da diversidade, a permanência e a multiplicação dos inimigos naturais já existentes no ambiente. Já o controle biológico clássico realiza o controle

da praga pela introdução de um inimigo natural exótico. Por sua vez, o controle biológico aplicado visa oferecer ao ambiente uma quantidade maior de inimigos naturais para a redução de pragas potenciais, sendo empregado como uma medida mais imediata de controle (BRUNO, 2017).

Embora o controle biológico aplicado já seja praticado há muito tempo, o avanço nessa área passou a ser notado a partir de 1960 com o aumento de técnicas de criação e liberação de insetos em culturas anuais ou perenes (PARRA; ZUCCHI, 1997; PARRA, 2014; PARRA, COELHO, 2019). Nos últimos 6 anos, anualmente a utilização do controle biológico vem apresentando aumento de 10% a 15% em termos mundiais (PARRA, 2019).

No Brasil, o crescimento do controle biológico se deu a partir de 1970 com o estabelecimento de cursos de pós-graduação na área de entomologia e o treinamento de entomologistas brasileiros, principalmente da Embrapa, no exterior (PARRA; ZUCCHI, 1997; PARRA, 2014). Entre os anos de 1990 e 2000, foram trazidos ao Brasil, 24 inimigos naturais, incluindo insetos parasitoides e predadores, bem como ácaros predadores, através do Laboratório de Quarentena “Costa Lima” da Embrapa Meio Ambiente (PARRA et al., 2002).

O Brasil está entre os países que mais utilizam o controle biológico em campo aberto no mundo (PARRA; COELHO, 2019). Esse método de controle continua apresentando avanços no Brasil, e isso é decorrente principalmente da variedade de parasitoides, predadores e microorganismos (PARRA, 2019; PARRA; COELHO, 2019). Em 2019, o mercado de produtos biológicos no Brasil movimentou 500 milhões de reais (PARRA, 2019) e as projeções atuais afirmam que o mercado brasileiro de biológicos alcançará valor superior a US\$ 492 milhões em 2021 (VIVIAN; QUERINO, 2020). A Associação Brasileira das Empresas de Controle Biológico (ABCBio) conta com 24 empresas fabricantes e distribuidoras de produtos biológicos, as quais já disponibilizam 118 produtos comerciais para o controle de pragas, em sua maioria (70%), agentes microbiológicos (JORGE; SILVA; SOUSA, 2020). De maneira geral, o controle biológico oferece várias vantagens ao agroecossistema, como a ausência de efeitos colaterais adversos, alto nível de controle a baixo custo, capacidade do inimigo natural se reproduzir rapidamente, não seleção de insetos-praga resistentes e ausência de efeitos prejudiciais a outros insetos benéficos, como as abelhas (BERTI

FILHO; MACEDO, 2010).

Com relação a utilização de inimigos naturais para o controle de pragas, a criação massal em laboratório é um fator importante para o sucesso do controle biológico, tendo em vista que o controle biológico aplicado necessita de grande demanda de inimigos naturais para a liberação nas lavouras agrícolas. Além disso, ao estabelecer o controle biológico como método de controle, é importante considerar a escolha de inimigos naturais com ampla gama de hospedeiros, tendo em vista que quanto mais generalista for o parasitoide, maior a possibilidade de criação massal em hospedeiros alternativos (LAUMANN; SAMPAIO, 2020).

Ao pensar em um programa de controle biológico no Brasil, também é necessário analisar e selecionar espécies de inimigos naturais que tenham maior tolerância às variações climáticas, pois devido ser um país continental, o Brasil apresenta muitas variações na temperatura e pluviometria, podendo causar interferência na ação do inimigo natural. Assim, é importante conhecer a resposta do inimigo natural às diferentes temperaturas e climas (LAUMANN; SAMPAIO, 2020).

A ascensão do controle biológico, entre as várias vantagens, como a capacidade de adaptação dos parasitoides à variedade de agroecossistemas e às formas de manejo (LAUMANN; SAMPAIO, 2020), também é decorrente do interesse dos agricultores por práticas agrícolas menos prejudiciais à saúde e ao meio ambiente. A busca da população brasileira por uma agricultura sustentável, alimentos saudáveis e um ambiente limpo, também vêm contribuindo no aumento significativo do controle biológico (SILVA; BRITO, 2015; LAUMANN; SAMPAIO, 2020).

Apesar dos avanços consideráveis, ainda há muitas adversidades na implementação de programas de controle biológico em grandes áreas de cultivo no Brasil. O aspecto cultural é uma grande barreira, tendo em vista que o agricultor brasileiro faz aplicação de produtos químicos sintéticos mas não está informado sobre o processo de controle biológico e sua aplicação no ambiente. A disponibilidade de insumos biológicos, bem como a qualidade desses insumos também são problemas enfrentados. É preciso que as empresas organizem a logística de armazenamento e transporte dos inimigos naturais, para que o produto não chegue ao destino final em condições inadequadas de uso (PARRA, 2014).

A insuficiência na transferência de tecnologia, a falta de métodos de

monitoramento bem definidos, o uso intensivo de plantas transgênicas também são desafios na área de controle biológico. É necessário que as empresas de produtos químicos sintéticos também pensem na produção de produtos seletivos aos inimigos naturais, para que o controle biológico possa ocorrer dentro do contexto de programas de MIP ao invés de ser aplicado isoladamente (PARRA, 2014).

O controle biológico no Brasil apresenta um histórico de vários programas já empregados e que demonstraram evidências de sucesso desse método de controle. O primeiro programa de controle biológico de sucesso no Brasil controlou pulgões-do-trigo no Rio Grande do Sul, nas décadas de 1970-1980. As espécies de pulgão *Metopolophium dirhodum* Walter, 1849 (Hemiptera: Aphididae) e *Sitobion avenae* Fabricius, 1775 (Hemiptera: Aphididae) eram exóticas, então foi vislumbrada a possibilidade de introduzir inimigos naturais da região de origem das pragas. Dessa forma, iniciou a introdução de 14 espécies de himenópteros parasitoides e duas espécies de coccinélídeos predadores, sendo liberadas de forma inoculativa nas lavouras (SALVADORI; SALLES, 2002).

Outro caso de sucesso de controle biológico realizado no Brasil foi para controlar mosca-minadora-dos-citros *Phyllocnistis citrella* Stainton, 1856 (Lepidoptera: Graciliteridae). Foi trazido da Flórida (EUA) o parasitoide de ovos, *Agéniaspis citricola* Logvinoskaya, 1983 (Hymenoptera: Encyrtidae) e realizadas técnicas de criação e produção do parasitoide para posterior liberação massal em campo (CHAGAS et al., 2002). Em 2004, seis anos após sua liberação, *A. citricola* estava estabelecida e exercendo bom nível de controle sobre a mosca-minadora-dos-citros em 100% das áreas citrícolas do Brasil (PARRA; ZUCCHI, 2004).

Após perceberem o potencial da utilização do controle biológico no País, grandes empresas de controle biológico vieram para o mercado brasileiro. A presença de tais empresas no Brasil conduz à facilitação da produção massal e da logística de transporte de inimigos naturais (PARRA, 2019). Com isso, o produtor sente maior segurança em relação à obtenção dos inimigos naturais e tende a optar cada vez mais pelo uso de produtos biológicos.

2.2.1 Controle biológico com parasitoide de ovos - o gênero *Trichogramma*

Há uma grande variedade de inimigos naturais que podem ser empregados no controle biológico, dentre eles os parasitoides de ovos são destaque, significando componente importante dos sistemas de MIP (CLARKE, 2019; WANG et al., 2019). A primeira tentativa de uso de parasitoides no Brasil foi relatada na década de 1930 e o primeiro caso de sucesso do controle biológico ocorreu em 1967 com o parasitoide *Neodusmetia sangwani* Rao, 1957 (Hymenoptera: Encyrtidae) controlar a *Antonina graminis*, Maskell 1897 (Hemiptera: Pseudococcidae) (PARRA; COELHO, 2019).

Os parasitoides são macrorganismos (JORGE; SILVA; SOUSA, 2020) que dependem de outros insetos para o desenvolvimento de sua prole (DICKE; CUSUMANO; POELMAN, 2020). Portanto, estes organismos são considerados inimigos naturais de insetos por viverem às custas e completarem o seu desenvolvimento em outros artrópodes, principalmente insetos, levando à sua morte ou esterilidade. Desta forma, configuram-se um ótimo mecanismo para o controle sustentável de pragas (BERTI FILHO; MACEDO, 2010; CLARKE, 2019).

Entre os vários parasitoides de ovos, as espécies de *Trichogramma* são as mais exploradas e utilizadas para o manejo de pragas agrícolas em todo o mundo (JALALI; MOHANRAJ; LAKSHMI, 2016; PARRA, 2019; PARRA, COELHO, 2019), sendo que o maior número de espécies do gênero foi descrito nos EUA, Índia, Brasil, China e Rússia (JALALI, MOHANRAJ, LAKSHMI, 2016). Estudos apontaram que no ano de 2015, cerca de 750.000 hectares foram tratados com *Trichogramma* no Brasil (PARRA et al., 2015) e a criação e liberação dos indivíduos desse grupo continua com amplas expectativas de crescimento para os próximos anos (LOPES; PAIXÃO; CRUZ, 2018).

Os indivíduos da família Trichogrammatidae apresentam comprimento variável entre 0,2 milímetros à 1,5 milímetros (PINTO, 1997) e parasitam principalmente, ovos de lepidópteros (VIANNA et al., 2011). Ao ovipositar no ovo do hospedeiro, ocorre a eclosão das larvas de *Trichogramma* spp., as quais consomem o conteúdo do ovo hospedeiro, impedindo que se desenvolva a fase larval do inseto-praga e conseqüentemente que cause danos às culturas.

A fêmea de *Trichogramma* spp. oviposita dentro do ovo do hospedeiro, dando origem a um novo indivíduo que se mantém no ovo hospedeiro durante todo o desenvolvimento (ZUCCHI; MONTEIRO, 1997). O desenvolvimento de *Trichogramma*

spp. é holometabólico, completando o seu ciclo em torno de 10 dias, à temperatura média de 25° C (GALLO et al., 2002). O processo de desenvolvimento de *Trichogramma* spp. dentro do ovo hospedeiro passa pela fase do ovo, larva, pré-pupa e pupa. A medida que o desenvolvimento da larva e pupa do parasitoide avançam, sais de urato produzidos por estes, começam a se concentrar na região central do abdome da pupa, tornando a coloração do inseto mais escura devido a esclerotização da cutícula, enegrecendo conseqüentemente o ovo hospedeiro (VINSON, 1997, CÔNSOLI; ROSSI; PARRA, 1999). A reprodução geralmente acontece de modo arrenótoca, em que todos os ovos fertilizados dão origem a fêmeas diploides e ovos não fertilizados originam machos haploides (STOUTHAMER; LUCK, HAMILTON, 1990).

A utilização de parasitoides do gênero *Trichogramma* para o controle biológico apresenta inúmeros casos de sucesso no Brasil. Liberações de *T. pretiosum* para o controle de *T. absoluta* em tomateiro, para o controle de *L. luminosa* em videiras (PARRA; COELHO, 2019; COSTA-LIMA et al., 2021) e para as espécies *H. armigera* e *C. includens* (PARRA; COELHO, 2019) são eficientes. Também são utilizados com eficiência, *Trichogramma atopovirilia* Oatman & Platner, 1983 (Hymenoptera: Trichogrammatidae) e *T. pretiosum* para o controle de *S. frugiperda* em milho (PARRA; ZUCCHI, 2004). Também há registros do parasitoide *Trichogramma galloi* Zucchi 1988 (Hymenoptera: Trichogrammatidae) para o controle de *Diatraea saccharalis* Fabricius, 1794 (Lepidoptera: Crambidae) (PARRA, 2014).

A ampla utilização de parasitoides em programas de controle biológico deve-se, entre vários fatores, à eficácia que tais organismos têm na procura e encontro de seus hospedeiros (MENEZES, 2003). Para encontrar o hospedeiro, o parasitoide de ovos faz a detecção de substâncias químicas emitidas pelo inseto herbívoro ou através da identificação de voláteis liberados pela planta no momento em que o hospedeiro se alimenta do vegetal (FATOUROS et al., 2008). O parasitoide percebe esses estímulos e interpreta-os através do olfato quando está a grandes distâncias do hospedeiro e por meio da visão e gustação, quando se localiza a curtas distâncias (FATOUROS et al., 2008).

Após encontrar o hospedeiro, a fêmea de *Trichogramma* spp. avalia a qualidade do ovo e pode realizar a oviposição, ou então, ir em busca de hospedeiro

mais adequado para realizar a oviposição (HASSAN, 1997). A fêmea avalia a qualidade do ovo hospedeiro por meio do caminhar (para frente e para trás) que realiza sobre o mesmo. Enquanto realiza o caminhar, também toca suas antenas no ovo do hospedeiro para analisar o formato, a textura e as substâncias químicas presentes (VINSON, 1997; CÔNSOLI; VINSON, 2009).

A fêmea de *Trichogramma* avalia a espessura dos ovos hospedeiros por meio das sensílias campaniformes presentes em seu ovipositor, podendo rejeitar ovos com espessura maiores que 20 µm, tendo em vista que comprometem sua habilidade de penetração (SCHMIDT, 1994). Em seguida, durante o processo de oviposição, a fêmea de *Trichogramma* spp. realiza movimentos para baixo e para cima com o ovipositor, analisando também a qualidade interna do ovo hospedeiro (VINSON, 1997; MAGALHÃES; MONNERAT; ALVES, 1998). A fêmea de *Trichogramma* spp. determina o sexo do indivíduo no momento da oviposição, a depender da qualidade do ovo hospedeiro. Se os ovos são maiores e mais nutritivos a fêmea oviposita um ovo que originará uma fêmea e, no caso de ovos hospedeiros menores e com menos nutrientes, ovo que originarão machos (VINSON, 1997).

A quantidade de ovos que as fêmeas ovipositam pode variar de 20 a 120, sendo estes, colocados no interior de ovos hospedeiros. Geralmente a fêmea oviposita um ovo do parasitoide por ovo do hospedeiro. No entanto em alguns casos é possível que ocorra a oviposição de dois ovos do parasitoide em apenas um ovo do hospedeiro. O período de desenvolvimento do parasitoide no ovo hospedeiro (período ovo-adulto) pode variar de seis a 10 dias, dependendo da temperatura, ambiente e hospedeiro parasitado (PINTO, 1997).

Os adultos de *Trichogramma* apresentam dimorfismo sexual, observado pela morfologia das antenas, tendo as fêmeas a antena clavada e a os machos antena filiforme com cerdas (PINTO, 1997). A razão sexual pode sofrer influência da temperatura, umidade, idade da fêmea e do hospedeiro, sendo que a fêmea faz o reconhecimento da idade do ovo antes da oviposição (VINSON, 1997). Já a longevidade pode sofrer interferência da variação térmica e da alimentação (BLEICHER; PARRA, 1989).

No Brasil, a facilidade da multiplicação por meio de técnicas de criação massal em laboratório tem alavancado a utilização de espécies de *Trichogramma* para o

manejo de insetos-praga (COELHO; PARRA, 2013). A possibilidade de criar *Trichogramma* em hospedeiros alternativos ao invés da criação ser efetuada no hospedeiro natural faz com que o custo de produção seja menor e, portanto, mais vantajosa (PARRA, 1997). Em condições de criação laboratorial, verifica-se que *Trichogramma* responde positivamente quando em contato com ovos do hospedeiro alternativo *Ephestia kuehniella* Zeller, 1879 (Lepidoptera: Pyralidae) (COELHO; PARRA, 2013; MEIRA et al., 2017).

Dentro do gênero *Trichogramma*, algumas espécies têm um grupo restrito de hospedeiros, outras espécies se desenvolvem em hospedeiros de diversas ordens como Hemiptera, Lepidoptera, Coleoptera, Hymenoptera e Neuroptera (PINTO, 1997; QUERINO; ZUCCHI; PINTO, 2010). Em estudo realizado por Abreu, Rovida e Conte (2015), foi realizado levantamento e verificado que em relação à lepidópteros, *Trichogramma* spp. tem como hospedeiros as espécies *Spodoptera* sp. (Lepidoptera: Noctuidae), *Oxydia vesulia* Cramer, 1779 (Lepidoptera: Geometridae), *Ecdytolopha aurantiana* Lima, 1927 (Lepidoptera: Tortricidae), *E. kuehniella*, *Sitotroga cerealella* Olivier, 1789 (Lepidoptera: Gelechiidae), *Bonagota cranaode* Meyrick, 1937 (Lepidoptera: Tortricidae), *Nipteria panaceaia* Thierry-Mieg (Lepidoptera: Geometridae). Além disso, estudos realizados por Bueno et al. (2009), Bueno, Parra e Bueno (2012) e Querino, Silva e Zucchi (2016) apontam *C. includens* como um hospedeiro frequente em espécies de *Trichogramma*.

2.2.2 *Trichogramma pretiosum* Riley 1879 (Hymenoptera: Trichogrammatidae)

Dentro do gênero *Trichogramma*, *T. pretiosum* é uma das espécies mais exploradas para o controle biológico de pragas agrícolas no mundo (JALALI, MOHANRAJ, LAKSHMI, 2016; CARVALHO et al., 2019), sendo associado a ovos de hospedeiros em 70 espécies botânicas (JALALI, MOHANRAJ, LAKSHMI, 2016). Embora sendo a espécie *T. pretiosum* de ocorrência natural no Brasil, foi introduzida uma linhagem do parasitoide *T. pretiosum* da Colômbia para controlar a traça-do-tomate, *T. absoluta*, em tomateiro industrial no ano de 1990 (BERTI FILHO; MACEDO, 2010). Atualmente *T. pretiosum* é um dos principais parasitoides de ovos utilizados no controle de lepidópteros-praga no Brasil (ALTOÉ et al., 2012, CARVALHO et al., 2019;

RAKES et al., 2021).

O sucesso de utilização de *T. pretiosum* para controle de diferentes pragas agrícolas deve-se a característica vantajosa da espécie de apresentar menor especificidade do hospedeiro (RUKMOWATI-BROTODJOJO; WALTER 2006), sendo capaz de controlar um grande número de espécies de pragas que ocorrem no campo (CARVALHO et al., 2019). Atualmente, o controle biológico de pragas com parasitoides continua com avanços na agricultura, sendo a soja uma das culturas onde há mais registros de uso de *T. pretiosum* para controle de insetos-praga (PINTO; BUENO, 2019). O parasitoide *T. pretiosum* começou a ser utilizado no controle de lepidópteros-praga da soja em 2012 (CZEPAK et al., 2013), se tornando um inimigo natural com significativo potencial de uso na cultura (SIMONATO; GRIGOLLI; OLIVEIRA, 2014). No Brasil, cerca de 250.000 hectares de soja são manejados com *T. pretiosum* para controlar *H. armigera* e *C. includens* (PARRA et al., 2015; CARVALHO et al., 2019). A presença de *T. pretiosum* em lavouras agrícolas parasitando ovos de *C. includens* também é relatada por Bueno et al. (2009), Bueno et al. (2011) e por Rakes et al. (2021), indicando a eficiência do parasitoide no controle desse lepidóptero.

Além de *T. pretiosum* ser registrado no MAPA (BRASIL, 2021) para o controle biológico de *T. absoluta*, *A. gemmatalis*, *H. zea*, *S. frugiperda*, No entanto, em estudos realizados, foi demonstrado o uso de *T. pretiosum* para outros insetos-praga não registrados, como *Chrysodeixis includens* Walker, 1858 (Lepidoptera: Noctuidae) (BUENO et al., 2009; BUENO, PARRA, BUENO, 2012), *Helicoverpa armigera* Hübner, 1805 (Lepidoptera: Noctuidae) (CARVALHO et al., 2017; ZUIM et al., 2017; PEREIRA et al., 2019), *Neoleucionodes elegantalis* Guenée, 1854 (Lepidoptera: Cambridae) (OLIVEIRA et al., 2017; OLIVEIRA et al., 2020), *L. luminosa* (COSTA-LIMA et al., 2021) entre outras lagartas. No Brasil o custo médio de liberação de *T. pretiosum* na cultura da soja é de US\$30,00 a US\$40,00, levando em consideração o produto, transporte e a aplicação na lavoura (PINTO; BUENO, 2019).

Devido o fato de *T. pretiosum* ser uma espécie com registros no controle de lepidópteros desfolhadores, e, tendo em vista que o controle biológico pode ser realizado em associação com outros métodos de controle (SIEGWART et al., 2015) é essencial realizar estudos visando a determinação de produtos seletivos a este

inimigo natural (CARVALHO et al., 2019), sejam eles químicos sintéticos ou naturais, à base de plantas. Estudos de seletividade permitem a escolha adequada dos produtos a serem aplicados no campo em associação com *T. pretiosum*, desencadeando resultados de sucesso no controle das pragas (DEGRANDE et al., 2002).

2.3 EXTRATOS VEGETAIS COM POTENCIAL INSETICIDA COMO ALTERNATIVA AOS INSETICIDAS QUÍMICOS SINTÉTICOS PARA O CONTROLE DE INSETOS-PRAGA

Os produtos químicos sintéticos são tradicionalmente utilizados nos agroecossistemas, se configurando como a forma de controle mais explorada nos últimos cinquenta anos (ISMAN, 2020). Apesar de serem essenciais na agricultura (CARDOSO; ALVES, 2012; RAKES et al., 2021), o uso frequente de produtos químicos sintéticos desencadeou barreiras para a agricultura sustentável (HONG-XING et al., 2017), assim como a utilização excessiva e irracional destes, também ocasiona riscos para a saúde humana e causa desequilíbrios ecológicos (RANI et al., 2020). Em meio a uma mudança de paradigma, no que concerne a busca por alternativas para o controle de insetos-praga com redução dos impactos negativos, o controle alternativo com inseticidas botânicos ressurge como possibilidade ambientalmente mais segura no viés de produção de alimentos mais saudáveis para o consumidor final (AYRES et al., 2020).

Diversos métodos de controle podem ser integrados e utilizados como alternativos aos inseticidas sintéticos no controle de pragas. Nessa perspectiva, entre os métodos alternativos de controle, há os extratos vegetais, obtidos de plantas que apresentam potencial inseticida (PENTEADO, 2007). O uso de extratos vegetais com finalidade inseticida já era empregada na Índia para o controle de pragas há cerca de 2000 anos a. C. (MOREIRA et al., 2006) e posteriormente continuou sendo muito utilizada na época do Império Romano (BARBOSA; SILVA; CARVALHO, 2006). O Brasil também teve grande importância na área de produtos vegetais para o controle de insetos, tendo sido um grande produtor e exportador de inseticidas botânicos nos anos de 1920. Os principais produtos comercializados foram piretro, rotenona e

nicotina, que apresentavam maior segurança em seu uso agrícola e menor impacto ambiental (MENEZES, 2005; ISMAN; GRIENEISEN, 2014).

Com a descoberta de novas moléculas altamente eficazes e economicamente mais baratas, a produção e utilização de inseticidas botânicos decaiu no final da década de 1930 (ISMÁN; GRIENEISEN, 2014; SIEGWART et al., 2015). Porém, nos últimos 20 anos houve um aumento significativo na literatura sobre a bioatividade de extratos vegetais para controlar populações de insetos-praga que atacam as culturas (VELASQUES et al., 2017; RAMPELOTTI-FERREIRA et al., 2017). O interesse mundial pelos inseticidas botânicos, além de ser decorrente do crescimento mundial da agricultura orgânica, é também resultado dos problemas com a seleção insetos-praga resistentes aos produtos químicos sintéticos, bem como resultado de impactos negativos aos seres humanos, aos inimigos naturais e ao ambiente (MOREIRA et al., 2006).

Os compostos presentes nos extratos vegetais são provenientes do metabolismo secundário das plantas (AKHTAR et al., 2010), podendo causar interferência na biologia e comportamento das espécies de insetos devido as propriedades potencialmente inseticidas dos extratos vegetais (MENEZES, 2005). Desta forma, os produtos obtidos a partir de plantas atuam em diferentes sítios da fisiologia dos insetos (PAVELA; BENELLI, 2016), podendo apresentar atividade tóxica, repelente, atraente, fago-inibitória, e também atuar sobre rotas hormonais (HALFELD-VIEIRA et al., 2016).

Após a secagem e trituração do material vegetal, a produção do extrato vegetal bruto pode ser feita por diferentes técnicas. Para obtenção do extrato vegetal aquoso é necessário adicionar água destilada ao material vegetal, já para a produção de extrato vegetal etanólico, utiliza-se o etanol absoluto (99,5%). É possível ainda realizar a produção de extrato vegetal hidroalcoólico através de uma mistura de mesma proporção de etanol (99,5%) e água destilada (SILVA et al., 2017). Após a preparação do extrato bruto por meio de uma das técnicas de extração, este ainda pode ser fracionado com a utilização solventes orgânicos como metanol, hexano, diclorometano, acetato de etila e butanol, possibilitando a identificação dos grupos mais importantes de metabólitos secundários (WARMLING, 2018).

Apesar de uma planta apresentar variedades de metabólitos secundários,

apenas os que estiverem em maior concentração são geralmente isolados e avaliados (FILHO; YUNES, 1998). Segundo Hagstrum e Phillips (2017), os ácidos graxos, fenóis, alcaloides e terpenos são os princípios ativos mais comuns nos produtos obtidos de plantas. Os terpenos apresentam ação repelente sobre os insetos (AHARONI et al., 2005), enquanto os alcaloides agem no sistema nervoso (LOPES et al., 2017; BORGES, AMORIM, 2020), apresentando ação tóxica e atuam como repelentes aos insetos (FUMAGALI et al., 2008). Já os fenóis desencadeiam adstringência, afetam a respiração e causam interferência hormonal nos insetos (LOPES et al., 2017). Nesse viés, devido a diversidade de moléculas e aos diversos modos de ação destas, os extratos vegetais são potenciais bioinseticidas utilizados em programas de MIP, para o controle de pragas (ARAÚJO; FERNANDES; DELGADO, 2018).

Produtos à base de plantas com ação inseticida estão sendo estudados e muitas espécies demonstram eficiência no controle de espécies de insetos-praga. Ao avaliar a bioatividade de extratos vegetais sobre as espécies *A. gemmatilis* e *H. armigera*, foi observado que extratos das espécies vegetais *Clerodendrum splendens* (Lamiales: Lamiaceae), *Conyza canadenses* (Asterales: Asteraceae), *Tithonia diversifolia* (Asterales: Asteraceae) e *Vernonanthura westiniana* (Asterales: Asteraceae) produzem efeitos potenciais no controle dos insetos, como redução de peso ou redução do consumo de folhas (MARINHO-PRADO et al., 2018).

Os extratos vegetais derivados de nim, *Azadirachta indica* (Meliaceae), têm apresentado eficiente atividade inseticida também. Um dos principais constituintes do nim é a azadiractina, responsável pelos efeitos tóxicos em insetos (ISLAS et al., 2020). A planta nim tem apresentado acentuada ação inseticida para cerca de 200 espécies de pragas (NEVES; CARPANEZZI, 2008) sendo que atualmente, segundo o Sistema Agrofit do MAPA (BRASIL, 2021) há seis produtos comerciais à base de nim registrados para utilização agrícola.

Além dos extratos vegetais de *A. indica*, que apresentam eficiência no controle de pragas, há vários estudos que indicam a ação inseticida de extratos vegetais a partir das espécies *Piper nigrum* L. (Piperaceae), *Nicotiana tabacum* L. (Solanaceae), e *Tagetes erecta* L. (Asteraceae) (RODRIGUES; SILVA; CASTRO, 2017). Extratos vegetais obtidos da espécie *R. communis* também recebem destaque por terem sido

apontados como eficiente no controle das pragas *S. frugiperda* (RAMOS-LÓPEZ et al., 2010; PERON; FERREIRA, 2012), *H. zea* (BESTETE et al., 2011), *C. includes* (WARMLING, 2018), entre outras.

Comparados aos inseticidas químicos sintéticos, os inseticidas botânicos têm sido apontados como alternativas promissoras no manejo de pragas agrícolas, por apresentarem riscos reduzidos para o ambiente e para a saúde humana (PENTEADO, 2007; MORAIS; MARINHO-PRADO, 2016), em razão de serem instáveis e se degradarem significativamente mais rápido quando em contato com luz, temperatura e ar (TUREK; STINTZING, 2013; DANTAS et al., 2019). Além disso, os inseticidas botânicos são menos propensos a selecionarem populações resistentes por conterem, muitas das vezes, mais de um princípio ativo e apresentarem pouca persistência no ambiente (BARBOSA, SILVA, CARVALHO, 2006, SIEGWART et al., 2015).

O sucesso dos extratos vegetais, como inseticidas botânicos, no controle alternativo deve-se a diversas outras vantagens, como o baixo custo de obtenção, eficácia no manejo de diferentes pragas de culturas, apresentarem variados modos de ação, suas fontes estão facilmente disponíveis e, geralmente, possuem baixa toxicidade para organismos não-alvo (DANTAS et al., 2019; LENGAI; MUTHOMI; MBEGA, 2020). Frente a tais características, nos últimos anos houve uma expansão mundial no registro de aplicação de extratos vegetais, principalmente como método de controle em populações de insetos-praga, em todo o mundo (RAMPELOTTI-FERREIRA et al., 2017).

2.3.1 Extrato vegetal de *Ricinus communis* L. (Euphorbiaceae)

A espécie *R. communis*, popularmente chamada de mamona, é muito conhecida por sua importância econômica e, além disso, é uma fonte promissora de novas moléculas bioativas, já havendo estudos que mostram o isolamento de 83 compostos em diferentes tecidos de *R. communis* (RIBEIRO; CASTRO; FERNANDEZ, 2016).

Ricinus communis é uma planta nativa da África, encontrada principalmente na Índia (KUMAR, 2017), mas espalhada por regiões tropicais em todo o mundo (RANA et al., 2012; MANZOORE et al., 2021). É caracterizada por ser uma planta

herbácea perene ou semi-lenhosa podendo atingir até 5 metros de altura e apresentando grande resistência à seca (KUMAR, 2017; MANZOORE et al., 2021).

A espécie *R. communis* apresenta crescimento rápido, tendendo a crescer verticalmente no início, e depois desenvolve ramificações (KUMAR, 2017). Embora seu crescimento seja favorável em torno de 20°C a 25°C (YEBOAH et al., 2020), no Brasil, *R. communis* pode ser encontrada em todo o território devido ser facilmente adaptável a diversas condições de clima, solo, e disponibilidade de água (CUNHA; ROCHA; OLIVEIRA, 2017).

São relatados diversos usos da *R. communis* a partir dos constituintes químicos presentes nos diferentes órgãos da planta (RANA et al., 2012; KUMAR, 2017). No entanto, extratos vegetais produzidos a partir de *R. communis*, vêm ganhando notoriedade e sendo usados como inseticidas botânicos devido sua eficiência contra diferentes espécies de insetos-praga (RIBEIRO, CASTRO, FERNANDEZ, 2016; WALE; ASSEGIE, 2015). A presença da ricina no endosperma da planta, atua como uma toxina e repelente de insetos (KAUR; BHASKAR, 2020). A ricinoleína também é um composto tóxico presente nas folhas e frutos de *R. communis*, e que pode apresentar efeito inseticida sobre insetos. Além disso, os extratos feitos a partir de folhas ou sementes dessa espécie e óleos são biodegradáveis, não deixando persistência residual e, portanto, sendo menos prejudiciais aos inimigos naturais de pragas e ao meio ambiente (GAHUKAR, 2017).

Estudos têm sido realizados, buscando avaliar o efeito de produtos vegetais a base de *R. communis* sobre diferentes espécies de insetos-praga. Já existem pesquisas que apresentam resultados do uso do extrato vegetal de *R. communis* sobre *S. frugiperda* (RAMOS-LÓPEZ et al., 2010; PERON; FERREIRA, 2012) e *C. includens* (WARMLING, 2018) e do uso do óleo de *R. communis* sobre *H. zea* (BESTETE et al., 2011). Apesar da eficiência do extrato vegetal e óleo de *R. communis* sobre insetos-praga, é possível utilizar uma associação de métodos de controle para otimizar o controle das populações de insetos danosos à agricultura (LENTEREN; BUENO, 2003; PARRA, 2014; SIEGWART et al., 2015). Nesse viés, estudos de seletividade são necessários para verificar se os extratos vegetais são compatíveis com programas de controle biológico, podendo ou não, serem utilizados em conjunto para o controle de pragas agrícolas.

2.3.2 Seletividade de extratos vegetais a parasitoides de ovos

O MIP preconiza o controle de pragas por meio da utilização de diferentes métodos (BUENO et al., 2017), com vistas a garantir maior sustentabilidade ao agroecossistema, não dependendo de apenas um método de controle, como a utilização de produtos químicos sintéticos. O MIP favorece e intensifica a utilização do controle biológico e de produtos de origem vegetal, como os extratos vegetais, a fim controlar a população de insetos-praga no agroecossistema. Porém, quando os métodos são utilizados de maneira isolada, é possível que não haja eficácia no controle de pragas, tendo em vista que tanto os inimigos naturais bem como os extratos vegetais podem não controlar as pragas da forma esperada (MEDINA et al., 2008; JALALI et al., 2009).

Também é importante ressaltar que a utilização conjunta ou simultânea de diferentes métodos de controle pode ser feita para uma única espécie de inseto-praga. Em espécies de lepidópteros, o controle biológico por meio de parasitoides de ovos é um método geralmente utilizado no controle da praga, na fase de ovo. Já para outras fases de desenvolvimento da espécie, este método não é eficaz, sendo necessária a utilização de um outro método de controle, como a utilização de um extrato vegetal. Portanto, é importante considerar todas as fases da espécie-alvo, bem como a atuação de cada método de controle, sobre cada uma das fases de desenvolvimento, ao se pensar em um manejo de pragas.

Nesse contexto de produção agrícola e integração entre diferentes métodos para o controle de pragas no MIP, cabe ressaltar que mesmo sendo considerados produtos naturais, derivados do metabolismo secundário de plantas, os extratos vegetais podem ter ação tóxica sobre os inimigos naturais e nem sempre são seletivos (GLADENUCCI et al., 2020). Em muitos casos a utilização de extratos vegetais associado ao controle biológico também pode reduzir a eficácia dos parasitoides de ovos (SILVA; BUENO, 2015; RAMPELOTTI-FERREIRA et al., 2017).

Nessa perspectiva, é fundamental que os produtos químicos a base de plantas utilizados sejam seletivos aos inimigos naturais, a fim de que tais produtos não interfiram na atuação do controle biológico no agroecossistema (DUSO; LEEUWEN;

POZZEBON, 2020). Nesse viés, a seletividade configura-se como a propriedade de se controlar uma praga com o menor impacto sobre outros organismos presentes no ambiente, como insetos benéficos, predadores, parasitoides e polinizadores (RIPPER; GREENSLADE; HARTLEY, 1951; GAZZONI, 1999). A seletividade pode ser compreendida como fisiológica e ecológica (RIPPER; GREENSLADE; HARTLEY, 1951).

A seletividade fisiológica está relacionada à natureza química do produto utilizado (sintético ou natural) e sua relação com os insetos. Nesse processo de seletividade, é possível notar que diferenças nos processos de absorção, penetração, transporte, ativação e degradação do produto em cada espécie de inseto podem causar diferentes toxicidades para a praga e seu inimigo natural em uma situação em que ambos tiveram contato com o produto químico ou seus resíduos (CARVALHO et al., 2019).

A seletividade ecológica é intrínseca ao organismo benéfico e seu habitat. Dessa forma, esse tipo de seletividade está atrelado à diferenças de comportamento entre pragas, inimigos naturais e polinizadores, sendo necessário conhecer a bioecologia da praga e inimigos naturais para que a exposição dos insetos benéficos aos inseticidas seja o mínimo possível (CARVALHO et al., 2019).

Um inseticida considerado ideal deve apresentar efeito negativo apenas para a praga alvo e não causar desequilíbrio ecológico (SOARES, NASCIMENTO, SILVA, 2008; BUENO, BUENO, 2012; WANG et al., 2019). Dessa forma, extratos vegetais são mais indicados em programas de MIP em razão de serem considerados ambientalmente mais seguros (AYRES et al., 2020). É importante ressaltar que a seletividade pode variar de acordo com o produto utilizado, o modo de aplicação, cultura, condições de cultivo e de ambiente, praga-alvo, formulação, entre outros fatores (GAZZONI, 1999).

Embora os estudos de seletividade disponíveis na literatura sejam, em sua maioria, referentes à inseticidas químicos sintéticos, a avaliação da seletividade de extratos vegetais sobre organismos benéficos também pode ser notada em algumas pesquisas. Em estudo realizado por Trindade et al. (2013), foi avaliado o efeito de extratos vegetais sobre adultos do parasitoide de ovos *T. galloi*. Segundo os autores, o extrato vegetal obtido da casca de *Cedrela fissilis* Vell. (Meliaceae) foi mais seletivo

ao parasitoide *T. galloi*, enquanto que o extrato vegetal da casca de *Aspidosperma pyrifolium* Mart & Zucc (Apocynaceae) apresentou menor seletividade a *T. galloi*.

Em outra pesquisa, avaliou-se o efeito do inseticida botânico formulado a partir de azadiractina (Azamax®EC) sobre o parasitismo e emergência de *T. galloi*, *T. atopovirilia* e *Trichogramma exiguum* Pinto e Platner, 1978 (Hymenoptera: Trichogrammatidae), em ovos hospedeiros de *Duponchelia fovealis* Zeller, 1847 (Lepidoptera: Crambidae). Para a espécie *T. exiguum*, o extrato foi considerado inócuo e para as espécies *T. galloi* e *T. atopovirilia* o produto não foi seletivo, pois interferiu no parasitismo e emergência das espécies (RODRIGUES et al., 2017).

A seletividade de extratos vegetais sobre a espécie *T. pretiosum* foi avaliada em estudo realizado por Rampelotti-Ferreira (2017). De acordo com os autores, que combinar a aplicação de um extrato etanólico de *Toona ciliata* M. Roem (Meliaceae) e uma formulação nanoencapsulada de nim com o uso de *T. pretiosum* é viável, com baixos índices de toxicidade ao parasitoide. Gladenucci et al. (2020) também avaliou a seletividade de nove extratos vegetais em pupas de *T. pretiosum* e observou que dentre os extratos avaliados, somente o extrato de *R. officinalis* foi seletivo para pupas de *T. pretiosum*.

Em estudo semelhante, Oliveira (2020) estudou a seletividade do EHRC sobre a espécie *Telenomus podisi* Ashmead, 1893 (Hymenoptera: Platygasteridae) em ovos de *Euschistus heros* Fabricius, 1798 (Hemiptera: Pentatomidae). O autor verificou que o extrato não é seletivo ao parasitoide de ovos *T. podisi* quanto aos parâmetros preferência de parasitismo, percentual de parasitismo, bem como ao contato de adultos a superfícies com resíduos secos deste.

Apesar de haver na literatura alguns trabalhos que evidenciam testes de seletividade de extratos vegetais sobre parasitoide de ovos, pesquisas relacionadas à seletividade de extratos vegetais de *R. communis* à *T. pretiosum* são inexistentes. A importância de buscar novos conhecimentos sobre a seletividade de extratos vegetais, particularmente do EHRC, sobre inimigos naturais, se dá pela insuficiência de conhecimentos a respeito de tais efeitos, pois, embora sejam produtos extraídos de plantas, não podem ser considerados totalmente seguros (POPP; PETÕ; NAGY, 2013). Desse modo, além dos testes para propriedades inseticidas, devem ser realizados estudos dos extratos vegetais em organismos não-alvos (SOIJANYA et

al., 2016), a fim de evitar efeitos indesejáveis de um inimigo natural sobre o outro, no controle integrado de pragas.

Em relação ao EHRC, o mesmo apresenta eficiência de controle para a espécie *C. includens*, assim como o parasitoide de ovos *T. pretiosum* também pode ser utilizado para o controle do mesmo inseto-praga. Nesse sentido, visando controlar *C. includens* em diferentes fases (ovo e larva), o estudo da seletividade do EHRC a *T. pretiosum* é de fundamental importância por exibir resultados que contribuirão para o aperfeiçoamento de estratégias de controle da espécie praga no agroecossistema.

3 MATERIAL E MÉTODOS

Os bioensaios foram conduzidos no laboratório de Controle Biológico (LABCON) da Universidade Tecnológica Federal do Paraná, Campus Dois Vizinhos (UTFPR-DV). Os bioensaios foram mantidos em sala de criação de insetos, em condições controladas, com temperatura de $26 \pm 2^\circ\text{C}$, umidade relativa (UR%) de $65 \pm 10\%$ e fotofase de 12 h. Foram realizados três diferentes bioensaios: 1) Preferência de parasitismo de *T. pretiosum* entre ovos de *C. includens* tratados com diferentes concentrações do EHRC e não tratados (testemunha) – com chance de escolha; 2) Efeito do EHRC sobre o parasitismo de *T. pretiosum* – teste sem chance de escolha (aplicação dos tratamentos antes do parasitismo - pré-parasitismo) 3) Seletividade do EHRC a fase imatura de *T. pretiosum* – teste sem chance de escolha (aplicação dos tratamentos depois do parasitismo - pós-parasitismo).

3.1 OBTENÇÃO DO EXTRATO HEXÂNICO DE FRUTOS DE *Ricinus communis* E DOS INSETOS

A coleta do material vegetal (frutos) de *R. communis* (Figura 1AB) foi realizada em uma propriedade rural próximo à UTFPR-DV, município de Dois Vizinhos sobre as coordenadas de latitude e longitude $25^\circ 42' 14''\text{S}$ $53^\circ 05' 34''\text{W}$ e altitude de 521 metros, no mês Janeiro de 2020, no período da manhã, entre às 7h30min e 8h30min. O material vegetal coletado foi acondicionado em papel tipo Kraft (60 X 80 cm), permanecendo em estufa de secagem de circulação forçada por 48 h, a 60°C . Após a secagem do material (Figura 1C), realizou-se a trituração em moinho de facas tipo Willey (ALPAX), até a obtenção de um pó fino com granulometria de 0,5 mm (Figura 1D).

Figura 1 – Etapas iniciais do processo de obtenção do extrato vegetal bruto de *Ricinus communis*. A) Coleta do material vegetal. B) Frutos do material vegetal coletados, para posterior secagem a sombra, por 24 horas. C) Frutos coletados após 48 horas de secagem em estufa de circulação. D) Obtenção do pó após o processo de trituração em moinho de facas tipo Willey.

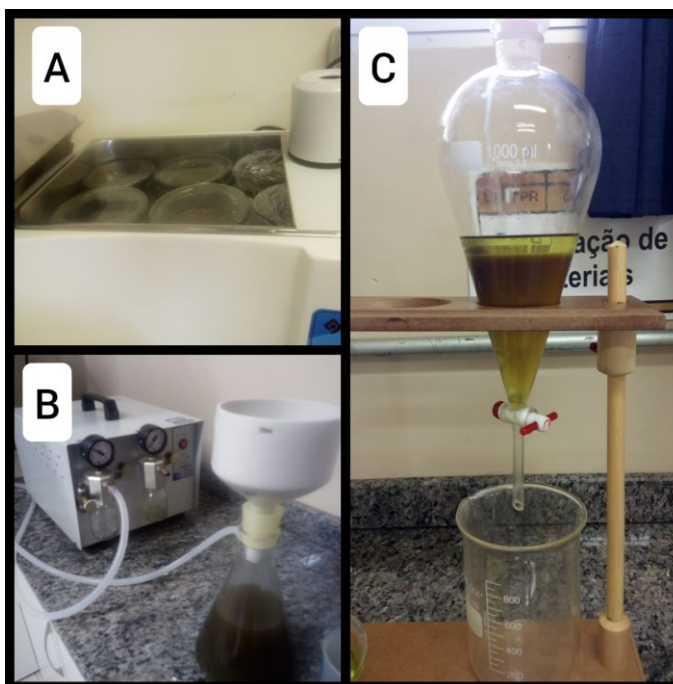


Fonte: Autoria própria

Para o preparo do extrato, diluiu-se 100 g do pó em 1 L de álcool 80%, em recipientes Erlenmeyer com capacidade de 1 L. A solução foi transferida para recipientes Becker de 1 L e colocada em banho de água termostatizado a 60°C, por 30 minutos (Figura 2A). Posteriormente a solução obtida foi filtrada com membrana filtrante de 8 μ , em um balão Kitasato acoplado a uma bomba a vácuo (TECNAL - TE058), em pressão constante de 1,2 Kgf/cm² (Figura 2B). Após a filtragem, a solução foi submetido ao processo de rotaevaporação, em evaporador rotativo (MARCONI – MA 120) sob temperatura entre 55 à 60°C, acoplado a uma bomba de vácuo sob pressão constante de 0,35 Kgf/cm² para a retirada do álcool 80%.

O extrato bruto foi fracionado por meio da técnica de extração líquido-líquido (SNYDER; KIRKLAND; GLAJCH, 1997). Com o auxílio de um funil de separação (capacidade volumétrica de 1 L), colocou-se o volume de 250 mL do extrato bruto de *R. communis* e 250 mL do extrator hexano. A mistura foi agitada manualmente por cerca de um minuto para obter maior homogeneização e após 15 minutos de repouso, ocorreu a separação de duas fases (Figura 2C). O extrato bruto ficou depositado na parte inferior do funil e a fração hexânica na parte superior, sendo coletada a parte de interesse através da torneira do funil de separação.

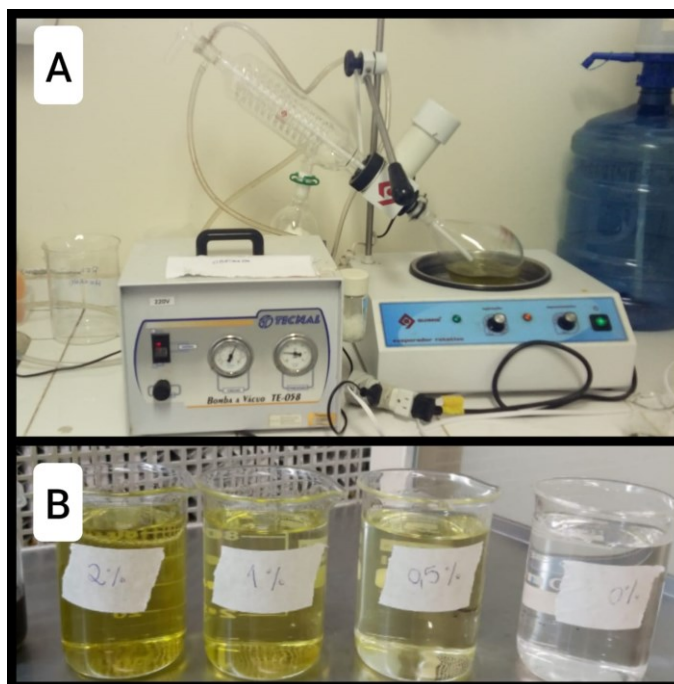
Figura 2 – Processo de obtenção do extrato hexânico: A) Procedimento de banho de água termostaticado da solução/extrato (frutos de *Ricinus communis* triturados e álcool 80%) a 60°C durante 30 minutos. B) Procedimento de filtragem em membrana filtrante, com do extrato, com auxílio do balão Kitasato e bomba de pressão constante. C) Funil de separação apresentando a suspensão duas fases (extrato bruto na parte inferior e fração hexânica na parte superior) após extração pela técnica de líquido-líquido.



Fonte: Autoria própria

A fração hexânica foi novamente processada no evaporador rotativo, em temperatura de 42 a 45°C, para a remoção completa do solvente (Figura 3A). Em seguida a fração hexânica foi diluída em álcool 90% para a obtenção das concentrações: 0,5%, 1,0% e 2,0% (Figura 3B). O extrato hexânico foi armazenado em refrigerador (4°C) ao abrigo da luz, por 72 h até a realização dos bioensaios. A escolha das concentrações do extrato hexânico para o estudo, baseou-se em estudo prévio que identificou que a Concentração Letal Mediana (CL₅₀) (2,0%) do EHRC foi a mais eficiente para o controle de larvas de *C. includens* (WARMLING, 2018).

Figura 3 – Processo de rotaevaporação da fração hexânica do extrato de *Ricinus communis* e obtenção do extrato hexânico de frutos em diferentes concentrações: A) Evaporador rotativo em processo de extração do solvente hexano e obtenção da fração hexânica. B) Diferentes concentrações de extrato hexânico de frutos utilizados nos experimentos.



Fonte: Autoria própria

Para a realização dos bioensaios foram adquiridos ovos de *E. kuehniella* parasitados por *T. pretiosum* da empresa Promip®, sendo esta especializada na criação e comercialização de inimigos naturais (Figura 4A). Estes ovos foram colocados em frascos de vidro (capacidade volumétrica de 2 L) vedados com filme Polyvinil Cloride (PVC) e mantidos em sala de criação à temperatura de $26^{\circ}\text{C} \pm 2^{\circ}\text{C}$, umidade $65\% \pm 10\%$ e fotofase de 12 h até a emergência dos adultos de *T. pretiosum*. Na parede do frasco colocou-se um filete de mel para a alimentação dos parasitoides conforme foram emergindo. Paralelamente, foram adquiridas pupas de mariposas de *C. includens* da empresa Corteva™ - Agriscience (Figura 4B), que foram dispostas em caixas plásticas organizadoras (60x45x40cm) até a emergência dos adultos. Após a emergência, as mariposas foram dispostas em caixas plásticas organizadoras (60x45x40cm) forradas com papel manteiga e alimentadas com solução nutritiva (contendo 900 mL de água, 250 mL de cerveja e 100 mL de mel), embebidos em algodão. As mariposas foram mantidas na sala de criação, em condições controladas conforme descrito, até a oviposição para a realização dos bioensaios.

Figura 4 – Ovos e pupas dos insetos utilizados nos bioensaios. A) Cartela contendo ovos de *Ephestia*

kuehniella parasitados por *Trichogramma pretiosum*. B) Pupas de *Chrysodeixis includens*.



Fonte: Autoria própria

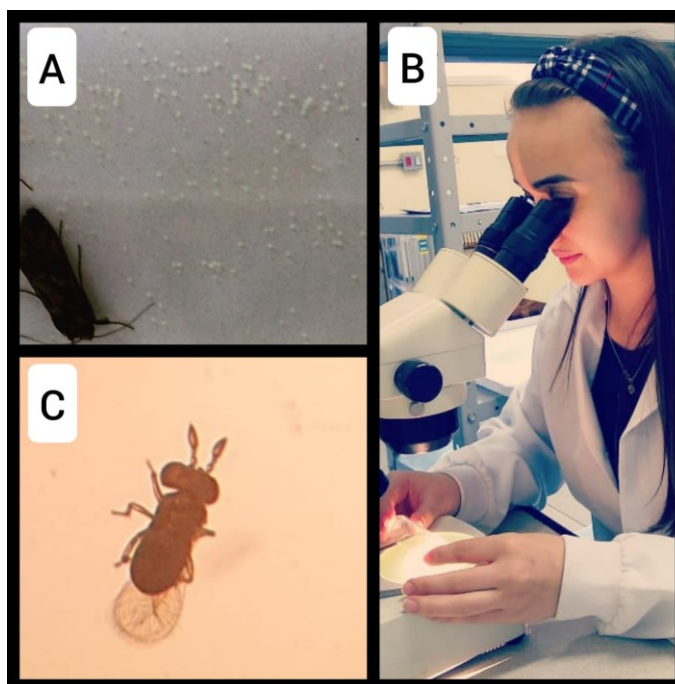
3.2 BIOENSAIOS DE SELETIVIDADE DO EXTRATO HEXÂNICO DE FRUTOS DE *Ricinus communis* SOBRE *Trichogramma pretiosum*

A partir das posturas de ovos *C. includens* no papel manteiga (Figura 5A), retirou-se das caixas o papel manteiga contendo os ovos, com idade aproximada de 48 horas e com o auxílio de estiletes foram recortadas cartelas (aproximadamente 2x2cm) com 50 ovos cada, as quais foram posteriormente imersas nos tratamentos e testemunha.

Após a emergência dos adultos de *T. pretiosum* dos ovos de *E. kuehniella*, retirou-se o filme PVC que vedava os frascos de vidro contendo os adultos de *T. pretiosum*. A abertura do frasco de vidro foi posicionada de modo que permanecesse em contato com uma bancada para possibilitar a saída dos adultos de *T. pretiosum* do frasco. Na sequência, após a saída e permanência dos adultos de *T. pretiosum* sobre a bancada, o frasco de vidro foi retirado da bancada e individualizou-se os adultos em tubos de vidro de fundo chato (25 × 100 mm), sendo posteriormente realizada a vedação dos tubos com filme PVC para evitar a saídas dos adultos de *T. pretiosum* dos tubos.

Com o auxílio de Microscópio Estereoscópio Binocular (Digilab) foi realizada a identificação de fêmeas de *T. pretiosum* (sem experiência de parasitismo) por meio da observação da morfologia das antenas, tendo as fêmeas a antena clavada (PINTO, 1997) (Figura 5B e 5C). As fêmeas de *T. pretiosum* identificadas permaneceram nos tubos de vidro de fundo chato (25 × 100 mm) até a utilização nos bioensaios. Os tratamentos foram constituídos pelo EHRC diluídos em álcool 90% nas concentrações 0,5%, 1,0% e 2,0%. Como testemunha utilizou-se álcool etílico 90%.

Figura 5 – Insetos e ovos dos insetos utilizados nos bioensaios A) Mariposa de *Chrysodeixis includens* emergidas de pupas, sobre o papel manteiga, em caixa organizadora realizando e a postura de ovos. B) Identificação, em microscópio estereoscópico, das fêmeas de *Trichogramma pretiosum* para utilização nos bioensaios. C) Fêmea de *T. pretiosum* identificada por meio da morfologia da antena (clavada).



Fonte: Autoria própria

3.2.1 Bioensaio 1: Preferência de parasitismo de *T. pretiosum* entre ovos de *C. includens* tratados e não tratados com extrato hexânico de frutos de *R. communis* - teste com chance de escolha

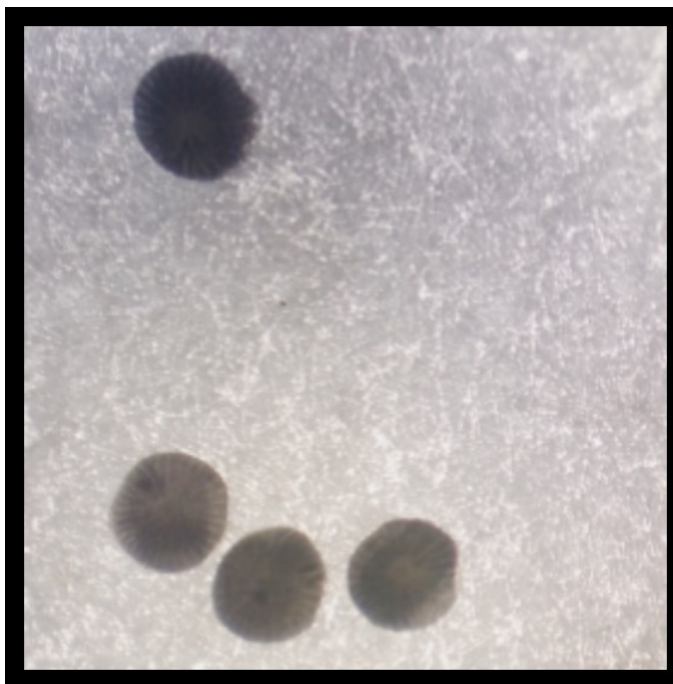
Para cada tratamento (concentração) foram preparadas 40 cartelas contendo 50 ovos viáveis de *C. includens*, não parasitados, com idade aproximada de 48 horas.

Com o auxílio de uma pinça, metade (n=20) das cartelas (repetições) foram imersas por 3 segundos nos tratamentos e as outras 20 cartelas foram imersas em álcool 90% (testemunha). Após a imersão, as cartelas foram identificadas e dispostas em câmara de fluxo laminar por aproximadamente 2 h para a secagem das mesmas e então, duas cartelas (uma com tratamento e outra com a testemunha) foram arranjadas de forma que os ovos ficassem expostos, em um tubo de vidro de fundo chato (25 × 100 mm), juntamente com uma fêmea *T. pretiosum*, com no máximo 24 h de emergência.

Após este procedimento os tubos foram vedados com filme PVC, identificados e mantidos em sala climatizada por 24 h à temperatura de $26 \pm 2^\circ\text{C}$, umidade relativa (UR%) de $65 \pm 10\%$ e fotofase de 12 h. Após 24 h os tubos foram abertos e com o auxílio de um pincel de cerdas finas, as fêmeas foram removidas dos tubos. As cartelas foram separadas conforme identificação realizada e individualizadas em diferentes tubos, sendo novamente vedados com filme PVC e mantidos no mesmo ambiente climatizado até a emergência dos adultos de *T. pretiosum*.

Os parâmetros avaliados foram o número de ovos de *C. includens* parasitados e o número de indivíduos de *T. pretiosum* emergidos. O parasitismo foi definido como número de ovos parasitados em cada cartão após 5 dias. Ovos parasitados foram identificados por sua coloração enegrecida, devido à deposição de sais de urato da excreção de larvas conforme descrito por Cònsoli (1999) (Figura 6).

Figura 6 – Ovos de *Chrysodeixis includens* com coloração enegrecida, sinalizando o desenvolvimento da fase juvenil do parasitoide *Trichogramma pretiosum* de acordo com metodologia adaptada de Cònsoli (1999).



Fonte: Autoria própria

3.2.2 Bioensaio 2: Efeito do extrato hexânico de frutos de *R. communis* sobre o parasitismo de *T. pretiosum* - teste sem chance de escolha (pré-parasitismo)

Os tratamentos foram aplicados nos ovos de *C. includens* antes do parasitismo de *T. pretiosum* (pré-parasitismo). Para cada tratamento e testemunha foram preparadas 20 cartelas (repetições), com 50 ovos viáveis de *C. includens*, não parasitados, com idade aproximada de 48 horas. Com o auxílio de uma pinça, as cartelas foram imersas nos tratamentos ou na testemunha por 3 segundos e então dispostas em câmara de fluxo laminar por aproximadamente 2 h para a secagem das mesmas. Na sequência cada cartela foi arranjada de forma que os ovos ficassem expostos, em um tubo de vidro de fundo chato (25 × 100 mm), juntamente com uma fêmea *T. pretiosum*, com no máximo 24h de emergência. Após este procedimento os tubos foram vedados com filme PVC, identificados e mantidos nas mesmas condições descritas no bioensaio 1. Após 24 h as fêmeas foram removidas conforme descrito no bioensaio 1 e os tubos com as cartelas foram novamente vedados com filme PVC e mantidos no mesmo ambiente até a emergência de *T. pretiosum*.

A partir do quinto dia, foram avaliados o número de ovos de *C. includens* parasitados (coloração enegrecida), conforme Cònsoli (1999). Também foram

avaliados o percentual de emergência de indivíduos de *T. pretiosum*; razão sexual; período ovo-adulto e longevidade dos adultos de *T. pretiosum* emergidos.

3.2.3 Bioensaio 3: Seletividade do extrato hexânico de frutos de *R. communis* a fase imatura de *T. pretiosum* – teste sem chance de escolha (pós-parasitismo)

Os tratamentos foram aplicados nos ovos de *C. includens* após o parasitismo de *T. pretiosum* (pós-parasitismo). Para cada tratamento e testemunha foram preparadas 20 cartelas com 50 ovos viáveis de *C. includens* não parasitados, com idade aproximada de 48 horas. Estas foram individualizadas em tubos de vidro de fundo chato, junto com uma fêmea de *T. pretiosum* de até 24 h de idade, sendo mantidas em sala climatizada nas mesmas condições descritas no bioensaio 1, por 24 h. Em seguida, as fêmeas foram retiradas e as cartelas foram imersas nos tratamentos e na testemunha, adotando-se os mesmos procedimentos de imersão dos ovos nos tratamentos e secagem já descritos no bioensaio 1. Após, as cartelas foram novamente individualizadas nos tubos de vidro, retornando para a sala climatizada nas mesmas condições já descritas no bioensaio 1. Os procedimentos de avaliação, bem como as variáveis avaliadas foram os mesmos descritos no bioensaio 2.

3.3 ANÁLISES MATEMÁTICA E ESTATÍSTICA

O delineamento experimental foi inteiramente casualizado e para as variáveis: número de ovos parasitados, taxa de emergência, razão sexual, duração do período ovo-adulto e a longevidade, foram utilizadas as equações descritas abaixo.

Número de ovos parasitados: para cada tratamento ou testemunha foi considerado o número de ovos enegrecidos em cada cartela contendo 50 ovos.

Percentual de emergência: para cada tratamento ou testemunha foi considerado o número de adultos de *T. pretiosum* que emergiram dos ovos de *C. includens* das cartelas contendo 50 ovos cada. Para o cálculo do percentual, utilizou-se a equação: $Pe = (Te/To) * 100$, na qual: Pe = Percentual de emergência; Te = Total de emergidos e To = Total de ovos parasitados.

Razão sexual: foi calculada por meio da equação: $R = Tf / (Tm + Tf)$, onde: R =

Razão sexual; Tm = Total de machos e Tf = Total de fêmeas.

Período ovo-adulto: foi calculado pela fórmula: $[(np.d1)+(np.d2)+(np.d3)...+(np.dn)/To]$, na qual: np = Número de parasitoides emergidos no dia; d = Dia em que os parasitoides emergiram; dn = Total de dias que houve emergência e To = Total de parasitoides emergidos em todos os dias.

Longevidade: foi calculada pela fórmula: $[(npm.d1)+(npm.d2)+(npm.d3)...+(npm.dn)/TMo]$, onde: npm = Número de parasitoides mortos no dia; d = Dia em que os parasitoides morreram; dn = Total de dias em que houve mortes; TMo = Total de parasitoides mortos em todos os dias.

Os dados foram submetidos às análises exploratórias para avaliar as pressuposições de normalidade nos resíduos (Teste de Lilliefors) e da homogeneidade da variância dos tratamentos (teste de Bartlett). Os dados do bioensaio 1 foram comparados pelo teste t ($p \geq 0,05\%$). Para os bioensaios 2 e 3, como os dados não apresentaram a distribuição normal, realizou-se o teste não paramétrico de Kruskal-Wallis a 5% de significância. Os testes pré e pós-parasitismo dos bioensaios 2 e 3 foram comparados entre si, utilizando-se de Mann Whitney. Todos os procedimentos estatísticos foram mediados com o auxílio do software Genes[®] (CRUZ, 2013), software Action Stat[®] (ESTATCAMP, 2014) e software Bioestat[®] 5.3 (AYRES et al., 2007).

4 RESULTADOS

4.1 BIOENSAIOS DE SELETIVIDADE DO EXTRATO HEXÂNICO DE FRUTOS DE *R. communis* SOBRE *T. pretiosum*

4.1.1 Bioensaio 1: Preferência de parasitismo de *T. pretiosum* entre ovos de *C. includens* tratados e não tratados com extrato hexânico de frutos de *R. communis* – teste com chance de escolha

Independente da concentração de EHRC utilizada, a preferência de parasitismo de fêmeas de *T. pretiosum* foi maior em ovos de *C. includens* não tratados com o EHRC (testemunha). Em relação ao percentual de emergência de adultos de *T. pretiosum* em ovos de *C. includens* parasitados, verificou-se efeito da concentração do EHRC utilizado. Não houve diferença significativa entre a emergência de *T. pretiosum* de ovos de *C. includens* tratados com o EHRC 0,5% e ovos não tratados (testemunha). Já para os ovos de *C. includens* tratados com o EHRC 1,0%, verificou-se redução significativa, comparado à testemunha. Por sua vez, para os ovos de *C. includens* tratados com EHRC 2,0% não foi possível calcular a diferença entre o tratamento e a testemunha, pois houve oviposição e emergência em apenas uma das repetições do tratamento (Tabela 1).

Tabela 1 – Número de ovos de *Chrysodeixis includens* parasitados por *Trichogramma pretiosum* (\pm EP) e percentual de parasitoides emergidos (\pm EP) após imersão de ovos de *C. includens* em diferentes concentrações do extrato hexânico de frutos de *R. communis* e testemunha – teste com chance de escolha. Temperatura $26 \pm 2^\circ\text{C}$, 12 h de fotofase e U.R. de $65 \pm 10\%$.

Tratamento	Número de Ovos Parasitados	Emergência (%)
Testemunha	9,00 \pm 1,18 a	84,74 a
EHRC 0,5%	3,40 \pm 0,90 b	76,17 a
p-valor	0,0003	0,1954
Testemunha	7,25 \pm 0,74 a	77,79 a
EHRC 1,0%	0,70 \pm 0,43 b	65,27 b
p-valor	< 0,0001	0,0116
Testemunha	7,20 \pm 1,54 a	84,78*
EHRC 2,0%	0,25 \pm 0,25 b	80,00
p-valor	< 0,0001	-

¹Médias seguidas pela mesma letra minúscula na coluna não diferem significativamente entre si pelo teste T ($p \leq 0,05$). *não foi possível realizar a análise estatística, pois ocorreu oviposição e emergência em apenas uma repetição do tratamento 3.

Fonte: Autoria própria

4.1.2 Bioensaios 2 e 3: Efeito do extrato hexânico de frutos de *R. communis* sobre o parasitismo de *T. pretiosum* - teste sem chance de escolha (pré-parasitismo) e seletividade do extrato hexânico de frutos de *R. communis* a fase imatura de *T. pretiosum* – teste sem chance de escolha (pós-parasitismo)

Observa-se que o parasitismo de *T. pretiosum* nos ovos de *C. includens* imersos nas diferentes concentrações do EHRC foi menor à medida que a concentração foi aumentada, comparados a testemunha (Tabela 2). Os ovos de *C. includens* imersos no EHRC 1,0% e 2,0% foram menos parasitados, comparados aos ovos de *C. includens* imersos no EHRC 0,5% e na testemunha. Também se observou efeito negativo do EHRC, em todas as concentrações, sobre o desenvolvimento a fase imatura de *T. pretiosum* (teste pós-parasitismo), comparados a testemunha. Os tratamentos EHRC 1,0% e 2,0% causaram mortalidade de *T. pretiosum* em fase imatura, diferindo de EHRC 0,5% (Tabela 2).

Ao comparar o número de ovos de *C. includens* parasitados por *T. pretiosum* entre os dois testes (pré e pós-parasitismo), observa-se que nos tratamentos EHRC 1,0% e EHRC 2,0% o parasitismo foi significativamente maior no teste pós-parasitismo. Já para o tratamento EHRC 0,5%, não houve diferença significativa entre os testes pré e pós-parasitismo (Tabela 2).

Tabela 2 – Número de ovos de *Chrysodeixis includens* parasitados por *Trichogramma pretiosum* (\pm EP) imersos em diferentes concentrações do extrato hexânico de frutos de *Ricinus communis* e testemunha, pré e pós-parasitismo. Temperatura $26 \pm 2^\circ\text{C}$, 12 h de fotofase e U.R. de $65 \pm 10\%$.

Tratamento	Parasitismo		p-valor
	Pré-parasitismo ¹	Pós-parasitismo ¹	
Testemunha	10,25 \pm 0,80 a ^{NS}	11,10 \pm 1,11 a	0,5957
EHRC 0,5%	6,30 \pm 1,11 b ^{NS}	7,95 \pm 1,37 ab	0,4713
EHRC 1,0%	1,25 \pm 0,43 c B	5,80 \pm 1,07 b A	0,0001
EHRC 2,0%	0,15 \pm 0,11 c B	3,80 \pm 0,66 b A	<0,0001
p-valor	< 0,0001	0,0002	

¹Pré e pós-parasitismo: tratamento aplicado respectivamente antes e após a oviposição de

Trichogramma pretiosum. ²Médias seguidas pela mesma letra minúscula na coluna não diferem significativamente entre si pelo teste de Kruskal-Wallis ($p \leq 0,05$). Médias seguidas pela mesma letra maiúscula na linha não diferem entre si pelo teste de Mann-Whitney ($p \leq 0,05$). ^{NS}Não significativo na linha.

Fonte: Autoria própria

Com relação às variáveis emergência e a razão sexual de adultos de *T. pretiosum* emergidos de ovos de *C. includens* após imersão nas diferentes concentrações do EHRC, observou-se que nenhuma das concentrações afetou estes parâmetros, tanto no pré, quanto no pós-parasitismo. Também não houve diferença significativa entre as médias de parasitismo na comparação entre os dois testes (pré e pós-parasitismo) (Tabela 3).

Importante salientar que o parasitismo de *T. pretiosum* em ovos de *C. includens* imersos previamente no EHRC 2,0% (bioensaio 2) foi muito baixo e não ocorreram emergências de adultos de *T. pretiosum* (Tabelas 2 e 3), o que impossibilitou a avaliação das demais variáveis para este tratamento.

Tabela 3 – Percentual de emergência (\pm EP) e razão sexual (\pm EP) de adultos de *Trichogramma pretiosum* emergidos de ovos de *Chrysodeixis includens* imersos em diferentes concentrações do extrato hexânico de frutos de *Ricinus communis* e testemunha, previamente e após parasitismo de *T. pretiosum*. Temperatura $26 \pm 2^\circ\text{C}$, 12 h de fotofase e U.R. de $75 \pm 10\%$.

Emergência (%)			
Tratamento	Pré-parasitismo ¹	Pós-parasitismo ¹	p-valor
Testemunha	91,76 \pm 2,34 ^{NS}	90,23 \pm 3,54 ^{NS}	0,9772
EHRC 0,5%	79,37 \pm 3,48 ^{NS}	92,25 \pm 2,57	0,6187
EHRC 1,0%	84,38 \pm 5,12 ^{NS}	82,14 \pm 3,27	0,6620
EHRC 2,0%	-*	100,00 \pm 0,00**	-
p-valor	0,0859	0,2736	
Razão Sexual			
Tratamento	Pré-parasitismo	Pós-parasitismo	
Testemunha	0,35 \pm 0,05 ^{NS}	0,55 \pm 0,04 ^{NS}	-
EHRC 0,5%	0,58 \pm 0,07	0,46 \pm 0,06	-
EHRC 1,0%	0,34 \pm 0,08	0,43 \pm 0,07	-
EHRC 2,0%	-*	-*	-
p-valor	0,0619	0,1101	

¹Pré e pós-parasitismo: tratamento aplicado respectivamente antes e após a oviposição de *Trichogramma pretiosum*. ^{NS}Não significativo na linha. ^{NS}Não significativo na coluna. *não foi possível realizar a análise estatística devido ao baixo número de repetições; ** não foi possível realizar análise de Mann-Whitney (comparação pré e pós-parasitismo) devido à falta de repetições com emergência.

Fonte: Autoria própria

Para a variável período ovo-adulto, no teste pré-parasitismo, para fêmeas, o tratamento EHRC 0,5% reduziu esse período comparado a testemunha e ao tratamento EHRC 1,0%. Já para machos, no teste pré-parasitismo e para machos e fêmeas, no teste pós-parasitismo o EHRC não causou alteração significativa na duração do período ovo-adulto (Tabela 4). Além disso, na comparação entre o teste pré e pós-parasitismo, verificou-se diferença do período ovo-adulto somente para machos de *T. pretiosum* emergidos de ovos de *C. includens* tratados com EHRC 1,0%, reduzindo-se o período no teste pré-parasitismo (Tabela 4).

No que se refere a longevidade de fêmeas adultas de *T. pretiosum* emergidas de ovos de *C. includens* após imersão nos tratamentos e testemunha, no teste pré-parasitismo, não observou-se diferença entre tratamentos e testemunha. Já no teste pós-parasitismo, a longevidade de fêmeas de *T. pretiosum* foi maior no tratamento EHRC 0,5%, comparado a testemunha e aos demais tratamentos. Já a longevidade de machos de *T. pretiosum* nos testes pré-parasitismo e pós-parasitismo, não sofreu qualquer alteração em função dos tratamentos (Tabela 4).

Ao comparar as médias de longevidade de fêmeas *T. pretiosum* entre os dois testes (pré e pós-parasitismo), observou-se que o tratamento EHRC 0,5%, no teste pré-parasitismo, reduziu a longevidade em cerca de dois dias. No teste pós-parasitismo, ocorreu redução na longevidade de machos de *T. pretiosum* emergidos de ovos de *C. includens* no tratamento EHRC 1,0% (Tabela 4).

Tabela 4 – Período ovo-adulto (dias ± EP) e longevidade média (dias ± EP) de *Trichogramma pretiosum* emergidos de ovos de *Chrysodeixis includens* imersos em diferentes concentrações do extrato hexânico de frutos de *Ricinus communis* e testemunha. Temperatura 26 ± 2°C, 12 h de fotofase e U.R. de 75 ± 10%. Dois Vizinhos – PR

Tratamento	Período ovo-adulto (Dias)					
	Fêmea			Macho		
	Pré-parasitismo ¹	Pós-parasitismo ¹	p-valor	Pré-parasitismo ¹	Pós-parasitismo ¹	p-valor
Testemunha	8,34 ± 0,44 a ^{NS}	8,20 ± 0,45 ^{ns}	0,1757	8,42 ± 0,46 ^{ns NS}	8,69 ± 0,51 ^{ns}	0,3284
EHRC 0,5%	6,18 ± 0,87 b ^{NS}	7,90 ± 0,56	0,2890	8,23 ± 0,52 ^{NS}	7,12 ± 3,70	0,5654
EHRC 1,0%	7,81 ± 0,72 a ^{NS}	7,44 ± 0,75	0,2284	5,71 ± 1,06 B	6,09 ± 4,14 A	0,0409
EHRC 2,0%	-*	8,00 ± 0,00**	-	-*	-*	-
p-valor	0,0242	0,5670		0,7431	0,7333	
Tratamento	Longevidade (Dias)					
	Fêmea			Macho		
	Pré-parasitismo	Pós-parasitismo	p-valor	Pré-parasitismo	Pós-parasitismo	p-valor
Testemunha	1,39 ± 0,12 ^{ns} A	0,94 ± 0,11 b B	0,0005	1,70 ± 0,14 ^{ns NS}	1,74 ± 0,05 ^{ns}	0,6908
EHRC 0,5%	1,06 ± 0,16 B	2,99 ± 0,07 a A	<0,0001	1,72 ± 0,15 ^{NS}	1,55 ± 0,20	0,7083
EHRC 1,0%	1,59 ± 0,20 ^{NS}	1,23 ± 0,26 b	0,1186	1,00 ± 0,20 B	1,45 ± 0,17 A	0,0137
EHRC 2,0%	-*	2,00 ± 0,00 ab**	-	-*	-*	-
p-valor	0,2771	<0,0001		0,1291	0,7571	

¹Pré e pós-parasitismo: tratamento aplicado respectivamente antes e após a oviposição de *Trichogramma pretiosum*. ²Médias seguidas pela mesma letra minúscula na coluna não diferem entre si pelo teste de Kruskal-Wallis (p≤0,05). Médias seguidas pela mesma letra maiúscula na linha não diferem entre si pelo teste Mann-Whitney (p≤0,05); ^{ns}Não significativo na coluna. ^{NS}Não significativo na linha; *não foi possível realizar a análise estatística devido ao baixo número de repetições. **não foi possível realizar análise pelo teste de Mann-Whitney (comparação pré e pós-parasitismo) devido à falta repetições com emergência.

Fonte: Autoria própria

5 DISCUSSÃO

Os dados obtidos neste estudo evidenciam efeito negativo do EHRC sobre *T. pretiosum*. Observou-se a preferência de parasitismo de *T. pretiosum* sobre os ovos de *C. includens* não tratados com o EHRC (bioensaio 1), redução do parasitismo de *T. pretiosum* sobre ovos de *C. includens* (bioensaio 2) e ação de toxicidade sobre a fase imatura de *T. pretiosum* (bioensaio 3). Em relação aos efeitos subletais em *T. pretiosum* emergidos de ovos de *C. includens*, tratados com as diferentes concentrações do EHRC, nos diferentes bioensaios, observou-se que o parâmetro razão sexual não sofreu alteração. Já os parâmetros duração do período ovo-adulto e longevidade de adultos do parasitoide sofreram algumas alterações, no entanto, infere-se que tais alterações não tenham resultados práticos capazes de prejudicar a população em campo.

A redução do número de ovos de *C. includens* parasitados por *T. pretiosum*, tanto no teste com chance de escolha, quanto no teste sem chance de escolha (pré-parasitismo), indica a interferência que o EHRC causa sobre o parasitoide na fase adulta. Já a ação tóxica EHRC sobre *T. pretiosum*, em ovos de *C. includens* foi identificada no teste pós-parasitismo, sugerindo a capacidade do extrato de penetrar o ovo do hospedeiro e matar o parasitoide em fase imatura. Importante destacar que a não preferência por ovos com o EHRC, assim como ação tóxica do extrato também foi verificada sobre o parasitoide de ovos *T. podisi*, em estudo semelhante realizado por Oliveira (2020).

O efeito de não preferência e de toxicidade do EHRC sobre *T. pretiosum* pode estar associado a presença de alcaloides e terpenos no extrato, estes que possuem ação inseticida e atuam na defesa vegetal (WARMLING, 2018). Os alcaloides afetam o sistema nervoso dos insetos, por isso estão associados a ação de repelência e atração dos insetos (VIZZOTTO; KROLOW; WEBER, 2010), e provavelmente a não preferência de oviposição, no caso de *T. pretiosum*, sobre ovos de *C. includens*. Nos terpenos a ação inseticida pode estar ligada a inibição da acetilcolinesterase, e como efeito podem provocar ação antialimentar, ação hormonal com redução na capacidade reprodutiva, retardamento ou inibição do crescimento dos insetos e repelência (HARMATHA; NAWROT, 2002; VIEGAS JÚNIOR, 2003).

Importante salientar também, que um dos compostos presentes no metabolismo de *R. communis* é a ricina, um alcaloide encontrado em maior concentração no endosperma das sementes, o qual possui ação inseticida (ALEXANDER et al., 2008; RONDELLI, 2010) e é solúvel em água (AZEVEDO; LIMA, 2001). A ação tóxica e de interferência no parasitismo do EHRC sobre *T. pretiosum* pode estar atrelada ao fato de que nos insetos, a ricina pode atuar impedindo a síntese de proteínas e reduzindo a digestibilidade (BESTETE et al., 2011), além de efeitos letais e subletais que afetam o crescimento da larva, redução no peso das pupas e inibição do desenvolvimento do inseto (RONDELLI, 2010; LIMA; MOREIRA; PINTO, 2011; PESSOA et al., 2014). Outros compostos com ação inseticida encontradas em folhas e sementes de *R. communis* são a ricinina e a ricinoleína (CAZAL et al., 2009; GAHUKAR, 2017), podendo estes também interferirem nos parâmetros biológicos de insetos que tiveram contato com o extrato de *R. communis*.

Em análise do extrato hexânico de sementes e folhas de *R. communis*, por meio de cromatografia gasosa por espectrometria de massa, Ramos-López et al. (2012) identificaram quatro ácidos graxos sendo, ácido linolênico (47,76%) (insaturado), ácido linoleico (15,28%) (poli-saturado), ácido palmítico (13,01%) (saturado) e ácido esteárico (1,73%) (saturado) como principais constituintes. Os autores avaliaram a ação inseticida do ácido linolênico e ácido linoléico, sobre o desenvolvimento larval de *S. frugiperda* e verificaram que ambos tiveram ação inseticida sobre esse inseto-praga.

Clements et al. (2019) avaliaram o efeito de ácido linoleico conjugado sobre *Leptinotarsa decemlineata* Say, 1824 (Coleoptera: Chrysomelidae). De acordo com os autores, há redução de ganho de peso e do crescimento de larvas de segundo ínstar e aumento da mortalidade larval. Em estudo realizado por Lima et al. (2015) foi avaliado a atividade inseticida do óleo de *R. communis* sobre *Diaphania nitidalis* Stoll (Lepidoptera: Pyralidae). Verificou-se que o óleo de *R. communis* atua por ingestão e por contato sobre as lagartas de *D. nitidalis*. Os autores explicam que a ação inseticida do óleo de *R. communis* sobre as lagartas de *D. nitidalis* pode decorrer em razão da presença de seus constituintes, uma vez que o óleo é composto por ácidos graxos como: palmítico, esteárico, linoleico, linolênico, ricinoleico e oleico.

Em estudo com o óleo de *Jatropha curcas* (Malpighiales: Euphorbiaceae),

verificou-se ação anti-oviposição e ovicida em *Callosobruchus maculatus* Fabricius, 1775 (Coleoptera: Bruchidae), o qual entre os constituintes possui o ácido linoleico e o ácido palmítico (ADEBOWALE; ADEDIRE, 2006). Em outro estudo que avaliou a atividade larvicida dos ácidos linoleico, linolênico, palmítico, esteárico e oleico sobre larvas de quarto ínstar de *Culex quinquefasciatus* Say, 1823 (Diptera, Culicidae), observou-se que os ácidos linoleico e linolênico foram larvicidas eficazes contra *C. quinquefasciatus* (MELO et al, 2018).

Ao analisar os estudos presentes na literatura que buscaram avaliar o efeito dos ácidos encontrados no EHRC, conforme Ramos-López et al. (2012), sobre diferentes espécies de insetos, bem como o efeito do EHRC verificado neste estudo, infere-se que os ácidos graxos linolênico, linoleico, palmítico e esteárico, são capazes de causar efeitos letais e subletais sobre o parasitoide de ovos *T. pretiosum*.

A preferência de *T. pretiosum* ovipositar em ovos não tratados com EHRC pode ser explicado pela interferência que o EHRC causa no processo de parasitismo de *T. pretiosum*, levando as fêmeas a evitar a oviposição em ovos com a presença de substâncias tóxicas e a procurar um hospedeiro com características mais aceitáveis para a realização da oviposição (BATISTTI et al., 2020). Desta forma, quando há a possibilidade de escolha dos ovos para realizar a oviposição, a fêmea de *T. pretiosum* irá selecionar os ovos sem a presença de substâncias. No entanto, quando não há a possibilidade de escolher, como observado no bioensaio 2, a fêmea tende a realizar a oviposição mesmo com a presença de substâncias nos ovos hospedeiros a fim de manter a progênie, assim como observado também em estudo realizado por Luckmann et al. (2014) com *T. pretiosum* e produtos naturais.

Ao analisar o percentual de emergência de *T. pretiosum* no teste com chance de escolha (bioensaio 1), verificou-se que a emergência em ovos de *C. includens* tratados com EHRC 0,5% ou não tratados, não diferiram. Nesse viés, infere-se que mesmo a fêmea de *T. pretiosum* preferindo parasitar ovos livres de EHRC, quando a fêmea oviposita em ovos de *C. includens* tratados com baixa concentração do EHRC, a emergência não é afetada pelo tratamento. Porém, este fato não é observado para os demais tratamentos.

No processo de oviposição, a fêmea de *T. pretiosum* avalia a qualidade do ovo do hospedeiro, considerando formato, tamanho, cor e estrutura do córion deste.

Por meio de suas antenas a fêmea identifica a presença de substâncias como aminoácidos, peptídeos, proteínas e sais inorgânicos na superfície do ovo. Além disso, a fêmea insere o ovipositor no ovo hospedeiro para avaliar a qualidade nutricional do ovo e, após a avaliação, a fêmea determina se realiza ou não o parasitismo (ZUCCHI; MONTEIRO, 1997; HASSAN, 1997; VINSON, 1997; CÔNSOLI; VINSON, 2009).

Os ovos de *C. includens* possuem uma textura rugosa no córion o que pode contribuir para que os extratos vegetais fiquem aderidos a sua superfície, da mesma forma que podem penetrar o córion causando danos ao ovo (MASSAROLI, 2013), e podendo prejudicar o desenvolvimento de inimigos naturais como observado neste estudo. Ao analisar a toxicidade sobre as fases imaturas de *T. pretiosum* em ovos de *C. includens* em diferentes estratégias de aplicação (teste pré-parasitismo e pós-parasitismo), verificou-se que, no pós-parasitismo, nas maiores concentrações do EHRC (1,0% e 2,0%), a mortalidade do parasitoide em fase imatura foi maior, inferindo-se que houve penetração do EHRC no ovo hospedeiro. Já no teste pré-parasitismo, os ovos de *C. includens* imersos nas concentrações mais altas do EHRC foram menos parasitados devido à provável repelência causada pelo extrato às fêmeas de *T. pretiosum*.

Em estudo do efeito do extrato vegetal de *R. communis* sobre o parasitismo de espécies do gênero *Trichogramma*, observou-se interferência no parasitismo de *T. japonicum* (Shankarganesh e Khan, 2006). No mesmo viés, o óleo de *R. communis*, à 3,0%, afetou negativamente o parasitismo de *T. pretiosum* em ovos de *H. zea*.

No que se refere aos efeitos crônicos do EHRC sobre parasitoide *T. pretiosum*, este estudo mostrou que não houve interferência sobre a razão sexual do parasitoide. Em estudos semelhantes, a razão sexual de *T. pretiosum* não foi alterada pelo óleo de *R. communis* (BESTETE et al., 2011; PARREIRA et al., 2017; SOMBRA, 2019).

Em relação a duração do período ovo adulto e a longevidade, ao analisar as alterações verificadas em apenas um dos tratamentos de cada parâmetro é possível inferir que essa diferença significativa não apresenta relevantes efeitos a campo. Dessa forma, essa redução do período ovo-adulto tende a não comprometer em maior proporção o número de gerações do parasitoide na natureza e nem o parasitismo em ovos hospedeiros. A redução da longevidade em um dos tratamentos também não apresenta capacidade de causar grandes interferências no parasitismo de *T.*

pretiosum, tendo em vista que a espécie realiza o parasitismo com maior frequência nos primeiros dias de vida (PRATISSOLI et al, 2006; SILVA JÚNIOR, 2009; ZUIM et al, 2017). De forma semelhante, Oliveira (2020) não observou alteração no período ovo-adulto e na longevidade em estudo com o EHRC sobre *T. podisi* emergidos de ovos de *E. heros* tratados com diferentes concentrações de EHRC.

Ao avaliar a longevidade do parasitoide *T. pretiosum* emergidos de ovos de *C. includens* tratados com diferentes concentrações do EHRC, também foi possível verificar que nos tratamentos que não apresentaram diferença significativa em relação a testemunha, a média de longevidade não chegou a dois dias. Tais resultados se assemelham com os resultados observados por Luckmann et al. (2014), em que os produtos naturais testados também não interferiram na longevidade do parasitoide *T. pretiosum*, e esta permaneceu em uma média próxima a dois dias.

Os inseticidas botânicos vêm ganhando destaque na pesquisa internacional, tendo em vista o crescimento constante no número de publicações sobre o assunto em países como Brasil, Estados Unidos, China, Índia, além da Europa e África. Embora muitas vezes a utilização efetiva desses produtos tenha como entrave a liberação do uso e seu registro, os Estados Unidos e a China reduziram esses entraves e assumiram a liderança na comercialização de inseticidas botânicos nos últimos anos (ISMAN, 2015).

Produtos orgânicos de origem vegetal apresentam menor impacto sobre o ambiente (SIEGWART et al. 2015), quando comparados a produtos sintéticos, podendo ser utilizados como uma opção no controle de insetos-pragas. Dessa forma, o ideal é que produtos a base de extratos vegetais não provoquem redução no parasitismo e na fecundidade dos parasitoides (DESNEUX; DECOURTYE; DELPUECH, 2007). No entanto, é importante destacar que pode ocorrer interferência, e neste caso, é necessário que se utilize de estratégias especiais de liberação do parasitoide e aplicação do extrato, pois a ação inseticida de cada produto, seja em relação aos efeitos letais ou subletais nas espécies de parasitoides, depende do organismo atingido, da dosagem e forma de aplicação (BATISTTI et al., 2020).

O efeito inseticida do extrato hexânico de *R. communis* já foi verificado sobre *S. frugiperda* (RAMOS-LÓPEZ et al., 2012), *C. includens* (WARMLING, 2018) e *M. sacchari* (SOTELO-LEYVA et al., 2020), bem como ao inimigo natural *T. podisi*

(OLIVEIRA, 2020). Apesar de haver poucos estudos que avaliaram o efeito do uso do EHRC sobre insetos, nota-se que o extrato apresenta significativo potencial inseticida. Nesse contexto, estudos de seletividade do EHRC sobre espécies de inimigos naturais, como *T. pretiosum*, se tornam fundamentais, visando o desenvolvimento ou aprimoramento de estratégias de MIP.

Os resultados deste estudo evidenciam que as fêmeas preferem ovipositar em ovos livres do EHRC, bem como o extrato tem efeito tóxico sobre a fase imatura de *T. pretiosum* e, tais fatores são primordiais ao se avaliar a seletividade do extrato. Assim, considerando-se o potencial inseticida do EHRC no controle de pragas, bem como o efeito prejudicial ao parasitoide de ovos *T. pretiosum*, sugerem-se estudos mais aprofundados em laboratório sobre estratégias de aplicação do extrato, além de avaliar qual o tempo mais adequado para a aplicação do EHRC após o parasitismo, a fim de que o desenvolvimento do parasitoide não seja afetado. Também são importantes estudos em condições de campo para compreender melhor essa relação nas condições naturais.

Ainda nesse viés, outro fator importante a se considerar para aprimoramento de estratégias de utilização conjunta do EHRC e de *T. pretiosum*, refere-se ao fato do EHRC não ter causado efeito crônico sobre os parâmetros razão sexual, período ovo-adulto do parasitoide e a longevidade de adultos de *T. pretiosum* emergidos de ovos de *C. includens* tratados. Tais informações são fatores importantes a se considerar no manejo integrado de parasitoide e extratos vegetais, visto que não há alteração no desenvolvimento e, portanto, na ação da geração seguinte do parasitoide.

6 CONCLUSÕES

O EHRC reduziu o parasitismo de *T. pretiosum* em ovos de *C. includens* e apresentou toxicidade sobre a fase imatura do parasitoide, sendo, portanto, não seletivo a *T. pretiosum* quanto aos parâmetros preferência de parasitismo e parasitismo.

Em relação aos parâmetros emergência e razão sexual o EHRC é seletivo, pois não interferiu sobre o parasitoide. Já para os parâmetros período ovo-adulto e longevidade, o EHRC pode ser considerado seletivo tendo em vista que não causou interferência na maioria dos tratamentos.

REFERÊNCIAS

- ABREU, J. A. S.; ROVIDA, A. F. S.; CONTE, H. Controle Biológico por insetos parasitoides em culturas agrícolas no Brasil: Revisão de Literatura. **Revista UNINGÁ Review**, v. 22, n. 2, p. 22–25, 2015.
- ABROL, D. P.; SHANKAR, U. Integrated Pest Management. In: GUPTA, S. K. **Breeding Oilseed Crops for Sustainable Production**. Academic Press, 2016, p. 523-549.
- ADEBOWALE, K. O.; ADEDIRE, C. O. Chemical composition and insecticidal properties of the underutilized *Jatropha curcas* seed oil. **African Journal of Biotechnology**, v. 5, n. 10, pág. 901-906, 2006.
- AHARONI, A.; JONGSMA, M. A.; BOUWMEESTER, H. J. Volatile science? Metabolic engineering of terpenoids in plants. **Trends in Plant Science**, v. 10, n. 12, p. 594–602, 2005.
- AKHTAR, Y.; YANG, Y.; ISMAN, M. B.; PLETTNER, E. Dialkoxybenzene and dialkoxyallylbenzene feeding and oviposition deterrents against the cabbage looper, *Trichoplusia ni*: Potential insect behavior control agents. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 58, n. 8, p. 4983-4991 2010.
- ALEXANDER, J.; ANDERSSON, H. C.; BERNHOFT, A.; BRIMER, L.; COTTRILL, B.; FINK-GREMMELS, J.; JAROSZEWSKI, J.; SOERENSEN, H. Ricin (from *Ricinus communis*) as undesirable substances in animal feed: scientific opinion of the panel on contaminants in the food chain. **European Food Safety Authority**, v. 726, p. 1-38, 2008.
- ALTOÉ, T. S.; PRATISSOLI, D.; CARVALHO, J. R.; SANTOS, H. J. G.; PAES, J. P. P.; BUENO, R. C. O. F.; BUENO, A. F. *Trichogramma pretiosum* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) parasitism of *Trichoplusia ni* (Lepidoptera: Noctuidae) eggs under different temperatures. **Annals of the Entomological Society of America**, v. 105, n. 1, p. 82-89, 2012.
- ARAÚJO, E. A. S. G. O.; FERNANDES, S. D. C.; DELGADO, M. N. Levantamento de plantas fitossanitárias utilizadas no manejo de pragas agrícolas. **Revista Brasileira de Agroecologia**, v. 13, n. 4. 2018, p. 163–174, 2018.
- AYRES, M.; AYRES M.; AYRES D.L.; SANTOS A.S. **Bioestat**: aplicações estatísticas nas áreas das ciências biológicas e médicas. Sociedade Civil Mamirauá, MCT-CNPq, Belém, 2007.
- AYRES, M.I. C.; PUENTE, R. J. A.; FERNANDES NETO, J. G.; UGUEN, K.; ALFAIA, S. S. **Defensivos naturais**: manejo alternativo para pragas e doenças. Manaus: Editora INPA, 2020. 32 p.
- AZEVEDO, D. M. P.; LIMA, E. F. **O agronegócio da mamona no Brasil**. 1ª ed. Brasília: Embrapa, Informação Tecnológica, 2001.
- BARBOSA, F. R.; SILVA, C. S. B.; CARVALHO, G. K. L. **Uso de inseticidas**

alternativos no controle de pragas agrícolas. Petrolina: Embrapa SemiÁrido, 2006.

BATISTTI, L.; WARMLING, J. V.; VIEIRA, C. F.; OLIVEIRA, D. H. R.; LIMA, Y. R. A.; POTRICH, M.; BUENO, A. F. LOZANO, E. R. Side effects of organic products on *Telenomus podisi* (Hymenoptera: Platygasteridae). **Journal of Economic Entomology**, v. 20, p. 1-8, 2020.

BERTI FILHO, E.; MACEDO, L. P. M. **Fundamentos de controle biológico de insetos-praga.** Natal: IFRN Editora, 2010.

BESTETE, L. R.; PRATISSOLI, D.; QUEIROZ, V. T.; CELESTINO, F. N.; MACHADO, L. C. Toxicidade de óleo de mamona a *Helicoverpa zea* e a *Trichogramma pretiosum*. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v.46, n.8, p.791-797, 2011.

BLEICHER, E.; PARRA, J. R. P. Espécies de *Trichogramma* parasitoides de *Alabama argillacea*. I. Biologia de três populações. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 24, p. 929-940, 1989.

BORGES, L. P.; AMORIM, V. A. Metabólitos secundários de plantas. **Revista Agrotecnologia**, v. 11, p. 54-67, 2020.

BOTTRELL, D.; SCHOENLY, K. Integrated pest management for resource-limited farmers: Challenges for achieving ecological, social and economic sustainability. **The Journal of Agricultural Science**, v. 156, n. 3, p. 408-426, 2018.

BRASIL. **Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento** (MAPA). Sistema Agrofit. Disponível em: <
http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons> Acesso em 10 de janeiro de 2021.

BRUNO, A. N. Biotecnologia II: aplicações e tecnologias. Porto alegre: Artmed, 2017.

BUENO, R. C. O.; PARRA, J. R. P.; BUENO, A. F. *Trichogramma pretiosum* parasitism of *Pseudoplusia includens* and *Anticarsia gemmatilis* eggs at different temperatures. **Biological Control**, v. 60, n. 2, p. 154-162, 2012.

BUENO, R.C. O. F.; PARRA J. R. P; BUENO, A. F.; HADDAD, M. L. Desempenho de tricogramatídeos como potenciais agentes de controle de *Pseudoplusia includens* Walker (Lepidoptera: Noctuidae). **Neotropical Entomology**, v. 38, n. 3, p. 389–394, 2009.

BUENO, A. D. F.; CARVALHO, G. A.; SANTOS, A. C. D.; SOSA-GÓMEZ, SILVA, D. M. D. Pesticide selectivity to natural enemies: challenges and constraints for research and field recommendation. **Ciência Rural**, v. 47, n. 6, p. 1–10, 2017.

BUENO, A. F.; BATISTELA, M. J.; BUENO, R. C. O. F.; FRANÇA-NETO, J. B.; NISHIKAWA, M. A. N.; FILHO, A. L. Effects of integrated pest management, biological control and prophylactic use of insecticides on the management and sustainability of soybean. **Crop Protection**, v. 30, n. 7, p. 937-945, 2011.

BUENO, A. F.; BUENO, R. C. O. F. Integrated pest management as a tool to mitigate the pesticide negative impact into the agroecosystem: the soybean example. In:

JOKANOVIC, M. **The impact of pesticides**. Cheyenne: Academy Publish, 2012. p.165-190.

CALDAS, S. S.; GONÇALVES, F. F.; PRIMEL, E. G.; PRESTES, O. D.; MARTINS, M. L.; ZANELLA, R. Principais técnicas de preparo de amostra para a determinação de resíduos de agrotóxicos em água por cromatografia líquida com detecção por arranjo de diodos e por espectrometria de massas. **Química Nova**, v. 34, n. 9, p. 1604-1617, 2011.

CARDOSO, E. J. B. N.; ALVES, P. R. L; Ecotoxicology Soil. In: BEGUM, G. **Ecotoxicology**, InTech, 2012.

CARVALHO, G. A.; GRÜTZMACHER, A. D.; PASSOS, L. C.; OLIVEIRA, R. L. Physiological and Ecological Selectivity of Pesticides for Natural Enemies of Insects. In: SOUZA, B.; VÁZQUEZ, L. L.; MARUCCI, R. C.; **Natural Enemies of Insect Pests in Neotropical Agroecosystems**. Cham, Switzerland: Springer, 2019. p. 469-478.

CARVALHO, J. R.; PRATISSOLI, D.; DALVI, L. P.; SILVA, M. A.; BUENO, R. C. O. F.; BUENO, A. F. Parasitism capacity of *Trichogramma pretiosum* on eggs of *Trichoplusia ni* at different temperatures. **Acta Scientiarum Agronomy**, v. 36, n. 4, p. 417-424, 2014.

CARVALHO, G. S.; SILVA, L. B.; REIS, S. S.; VERAS, M. S.; CERNEIRO, E.; ALMEIDA, L. M. S.; SILVA, A. F.; LOPES, G. N. Biological parameters and thermal requirements of *Trichogramma pretiosum* reared on *Helicoverpa armigera* eggs. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 52, n. 11, p. 961-968, 2017.

CAZAL, C. M.; BATALHÃO, J. R.; DOMINGUES, V. C.; BUENO, O. C.; RODRIGUES FILHO, E.; FORIM, M. R.; SILVA, M. F. F.; VIEIRA, P. C.; FERNANDES, J. B. High-speed counter-current chromatographic isolation of ricinine, an insecticide from *Ricinus communis*. **Journal Of Chromatography A**, v. 1216, n. 19, p. 4290-4294, 2009.

CHAGAS, M. C. M.; PARRA, J. R. P.; MILANO, P.; NASCIMENTO, A. M.; PARRA, A. L. G. C.; YAMAMOTO, P. T. *Agriaspis citricola*: criação e estabelecimento no Brasil. In: 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, 2002. p. 377-394.

CLARKE, C. W.; CALATAYUD, P.; SFORZA, R. F.; NDEMAH, R. N.; NYAMUKONDIWA, C. Parasitoids' Ecology and Evolution. **Frontiers in Ecology and Evolution**, v. 7, 2019.

CLEMENTS, J.; GROVES, R. L.; CAVA, J. BARRY, C. C.; CHAPMAN, S.; OLSON, J. M. Conjugated linoleic acid as a novel insecticide targeting the agricultural pest *Leptinotarsa decemlineata*. **PLoS One**, n. 14, v. 11, 2019.

COELHO, A.; PARRA, J. R. P. Effect of Carbon dioxide (CO₂) on mortality and reproduction of *Anagasta kuehniella* (Zeller 1879), in mass rearing, aiming at the production of *Trichogramma* spp. **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, v. 85,

n. 2, p. 823-831, 2013.

CONSÔLI, F. L.; PARRA, J. R. P.; Effects of constant and alternating temperatures on *Trichogramma galloi* Zucchi (Hym., Trichogrammatidae) biology II parasitismo capacity and longevity. **Journal of Applied Entomology**, n. 119, p. 667-670, 1995.

CÔNSOLI, F. L.; ROSSI, M. M.; PARRA, J. R. P. Developmental time and characteristics of the immature stages of *Trichogramma galloi* an *T. pretiosum* (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **Revista Brasileira de Entomologia**, v. 43, n. 3, p. 271-275, 1999.

CÔNSOLI, F. L.; VINSON, S. B. Parasitoides (Hymenoptera). In.: PANIZZI, A. R.; PARRA, J. R. P. (Eds.). **Bioecologia e nutrição de insetos**. Base para o manejo integrado de pragas. Brasília, DF: Embrapa Informação Tecnológica, 2009.

CONTE, O. OLIVEIRA, F. T.; HARGER, N.; CORRÊA-FERREIRA, B. S.; ROGGIA, S. **Resultados do manejo integrado de pragas da soja na safra 2014/15 no Paraná**. Londrina: Embrapa Soja, 2015. 60 p.

COSTA-LIMA, T. C.; ARAÚJO, A. T. P.; TORRIS, A. F. Biology and Population Dynamics of the American Vine Moth and the Potential Biocontrol with *Trichogramma pretiosum*. **Neotropical Entomology**, p. 1-6, 2021.

COSTA NETO, C. P. L. **De Marx à agroecologia: a transição sociotécnica na reforma agrária brasileira**. Editora Cia. do E-Book, 2018, 490 p.

CROWDER, D. W.; JABBOUR, R. Relationships between biodiversity and biological control in agroecosystems: current status and future challenges. **Biological Control**, v. 75, p. 8-17, 2014.

CRUZ, C. D. **Programa GENES**: aplicativo computacional em genética e estatística (software). Viçosa: Imprensa Universitária, 2013. 442p.

CUNHA, G. H. DE M.; ROCHA, U. R.; OLIVEIRA, A. B. Economia da mamona: uma visão do mercado brasileiro no início do século XXI. **Revista Contribuciones a las Ciencias Sociales**, 2017.

CZEPAK, C.; ALBERNAZ, K. C.; VIVAN, L. M; GUIMARÃES, H. O.; CARVALHAIS, T. Primeiro registro de ocorrência de *Helicoverpa armigera* (Hübner) (Lepidoptera: Noctuidae) no Brasil. **Pesquisa Agropecuária Tropical**, v. 43, p. 110–113, 2013.

DANTAS, P. C.; ARAÚJO, R. G. V.; ABREU, L. A.; JÚNIOR, J. V. A.; BATISTA, A. S.; SABINO, A. R.; CUNHA, J. L. X. L.; DUARTE, A. G. Toxicidade de extratos vegetais em *Coccidophilus citricola* (Brèthes, 1905) (Coleoptera: Coccinellidae). **Brazilian Journal of Development**, v. 5, n. 3, p. 2060–2067, 2019.

DEGRANDE, P. E.; REIS, P. R.; CARVALHO, G. A.; BELARMINO, L. C. Metodologia para avaliar o impacto de pesticidas sobre inimigos naturais. In: PARRA, J. R. P. E. **Controle Biológico no Brasil**: parasitoides e predadores. São Paulo: Manole, 2002. p. 71-93.

DESNEUX, N.; DECOURTYE, A.; DELPUECH, J. M. The sublethal effects of pesticides on beneficial arthropods. **Annual Review of Entomology**, v. 52, p. 81-

106, 2007.

DICKE, M.; CUSUMANO, A.; POELMAN, E. H. Microbial Symbionts of Parasitoids. *Annual Review of Entomology*, v. 65, p. 171-190, 2020.

ESTATCAMP. **Software Action**. Estatcamp - Consultoria em estatística e qualidade, São Carlos - SP, Brasil. 2014.

FEIDEN, A. Agroecologia: introdução e conceitos. In: AQUINO, A. M.; ASSIS, R. L. **Agroecologia**: princípios e técnicas para uma agricultura orgânica sustentável. Brasília, DF: Embrapa Informação Tecnológica, 2005.

FIESP - Federação das Indústrias do Estado de São Paulo. **Brasil Food Trends 2020**. São Paulo, 2010.

FILHO, V. C.; YUNES, R. A. Estratégias para a obtenção de compostos farmacologicamente ativos a partir de plantas medicinais: conceitos sobre modificação estrutural para otimização da atividade. **Química Nova**, São Paulo, v. 21, n. 1, p. 99-105. 1998

FONTES, E. M. G.; PIRES, C. S. S.; SUJII, E. R. Estratégias de uso e histórico. In: FONTES, E. M. G.; VALADARESINGLIS, M. C. **Controle biológico de pragas da agricultura**. Brasília, DF: Embrapa, 2020. p. 21-44

FUMAGALI, E.; GONÇALVES, R. A. C.; MACHADO, M. F.P. S.; VIDOTI, G. J.; OLIVEIRA, A. J. B.; Produção de metabólitos secundários em cultura de células e tecidos de plantas: o exemplo dos gêneros *Tabernaemontana* e *Aspidosperma*. **Revista brasileira farmacognosia**, v. 18, n. 4, p. 627-641, 2008.

GAHUKAR, R. T. A review of castor-derived products used in crop and seed protection. **Phytoparasitica**, v. 45, n. 5, p.655-666, 2017.

GALLO, D.; NAKANO, O.; NETO, S. S.; CARVALHO, R. P. L.; BAPTISTA, G. C.; BERTI FILHO, E.; 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, 2002. 920 p

GAZZONI, L. O produto certo. **Cultivar Grandes culturas**, n. 10, 1999.

GLADENUCCI, J.; MARASCA, I.; FILHO, J. P. A. C.; BONFIM, F. P. G.; BUENO, R. C. O. F. Selectivity and Sublethal Effects of Botanical Extracts to Pupae of *Trichogramma pretiosum* Riley, 1879 (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **Journal of Experimental Agriculture International**, v. 42, n. 9, p. 136-146, 2020.

HAGSTRUM, D. W.; PHILLIPS, T. W. Evolution of Stored-Product Entomology: Protecting the World Food Supply. **Annual Review of Entomology**, v. 62, n. 1, p. 379–397, 2017.

HALFELD-VIEIRA, B. A.; MARINHO-PRADO, J. S.; NECHET, K. L.; MORANDI, M. A. B.; BETTIOL, W. **Defensivos agrícolas naturais**: uso e perspectivas. Brasília: Embrapa Meio Ambiente (CNPMA), 2016. 853 p.

HARMATHA, J.; NAWROT, J. Insect feeding deterrent activity of lignans and related

Phenylpropanoids with a Methylenedioxyphenyl (piperonyl) structure moiety. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v. 104, n. 1, p. 51-60, 2002.

HASSAN, S. A. Métodos padronizados para testes de seletividade, com ênfase em *Trichogramma*. In: PARRA, J. R. P.; ZUCCHI, R. A. (Eds.). **Trichogramma e o Controle Biológico**. Piracicaba: FEALQ, 1997. p. 207-234.

HODGSON, E. Human Environments: definition, scope, and the role of toxicology. **Progress in Molecular Biology and Translational Science**, v.112, p. 1-10, 2012.

HONG-XING., X; YA-JUN., Y; YAN-HUI, L.; XU-SONG, Z.; JUN-CE, T.; FENG-XIANG, L.; ZHONG-XIAN, L. Sustainable management of rice insect pests by non-chemical-insecticide technologies in China. **Rice Science**, v. 24, n. 2, p. 61-72, 2017.

ISLAS, J. F.; ACOSTA, E.; BUENTELLO, Z. G.; DELGADO-GALLEGOS, J. L.; MORENO-TREVIÑO, M. G.; ESCALANTE, B.; MORENO-CUEVAS, J. E. An overview of Neem (*Azadirachta indica*) and its potential impact on health. **Journal of Functional Foods**, v. 74, p. 104171, 2020.

ISMAN, M. B. A renaissance for botanical insecticides? **Pest Management Science**, v. 71, n. 12, p. 1587-1590, 2015.

ISMAN, Murray B. A renaissance for botanical insecticides?. **Pest Management Science**, v. 71, n. 12, p. 1587-1590, 2015.

ISMAN, M. B. Botanical Insecticides in the Twenty-First Century - Fulfilling Their Promise? **Annual Review of Entomology**, v. 65, p. 233- 249, 2020.

ISMAN, M. B.; GRIENEISEN, M. L. Botanical insecticide research: many publications, limited useful data. **Trends in Plant Science**, v. 19, n. 3, p. 140-145, 2014.

JALALI, M. A.; LEEUWEN, T. V.; TIRRY, L.; CLERCQ, P. D. Toxicity of selected insecticides to the two-spot ladybird *Adalia bipunctata*. **Phytoparasitica**, v. 37, p. 323–326, 2009.

JALALI, S. K.; MOHANRAJ, P.; LAKSHMI, B. L. Tricogrammatídeos. In: OMKAR (Ed). **Ecofriendly Pest Management for Food Security**. San Diego, USA: Academic Press, 2016, p. 139-181.

JORGE, D. M.; SILVA, F. A.; SOUSA, I. M. M. Regulamentação da pesquisa e do registro de produtos de controle biológico. In: FONTES, E. M. G.; VALADARES-INGLIS, M. C. (Eds.). **Controle biológico de pragas da agricultura técnicas**. Brasília, DF: Embrapa, 2020.

KAUR, R.; BHASKAR, T. Potential of castor plant (*Ricinus communis*) for production of biofuels, chemicals, and value-added products. In: BHASKAR, T.; PANDEY, A.; RENE, E. R.; TSANG, D. C. W. **Waste Biorefinery**, Elsevier, 2020, p. 269-310.

KAZEMI, H.; KLUG, H.; KAMKAR, B. New services and roles of biodiversity in modern agroecosystems: A review. **Ecological Indicators**, v. 93, p. 1126-1135, 2018.

- KUMAR, M. A. Review on Phytochemical Constituents and Pharmacological Activities of *Ricinus communis* L. Plant. International. **Journal of Pharmacognosy and Phytochemical Research**, v. 9, n. 4, p. 466-472, 2017.
- LAUMANN, R. A.; SAMPAIO, M. V. Controle de artrópodes-praga com parasitoides. In: VALADARES-INGLIS, M. C. (Eds.). **Controle biológico de pragas da agricultura técnicas**. Brasília, DF: Embrapa, 2020.
- LENGAI, G, M, W.; MUTHOMI, J, W.; MBEGA, E, R. Phytochemical activity and role of botanical pesticides in pest management for sustainable agricultural crop production. **Scientific African**, v. 7, 2020.
- LENTEREN, J. C. V.; BUENO, V. H. P. Augmentative biological control of arthropods in Latin America. *Biocontrol*, v. 48, p. 123–139, 2003.
- LIMA, B. M. F. V.; MOREIRA, J. O. T.; PINTO, H. C. S. Avaliação de extratos vegetais no controle de mosca branca em tomate. **Revista Caatinga**, v. 24, n. 4, p. 36-42, 2011.
- LIMA, V. L. S.; CELESTINO, F. N.; PRATISSOLI, D.; DALVI, L. P.; CARVALHO, J. R.; PAES, J. P. P.; Atividade inseticida do óleo de mamona sobre *Diaphania nitidalis* (Stoll) (Lepidoptera: Pyralidae). **Revista Brasileira de Ciências Agrárias**, v. 10, n. 3, p.347-351, 2015.
- LOPES, E. A.; FILHO, A. C.; NOBRE, D. A. C.; MENDES, F. Q.; FERNANDES, F. L.; PINTO, F. G.; SILVA, G. H.; TRONTO, J.; VISÔTTO, L. E.; BORGES, P. D.; GOD, P. I. V. G.; RUAS, R. A. A.; NOVAIS, R. F. (Eds.). **A química na produção vegetal**. Rio Paranaíba, MG: Dos autores, 2017.
- LOPES, S. R.; PAIXÃO, M. A. S.; CRUZ, I. Viabilidade econômica de biofábrica de *Trichogramma pretiosum* para uso contra pragas agrícolas da ordem Lepidoptera. **IPecege**, v.4, n.1. 2018.
- LOZANO, E. R. **Efeito de produtos alternativos sobre *Bacillus thuringiensis* subesp. kurstaki e *Trichogramma pretiosum* Riley (Hymenoptera: Trichogrammatidae)**. 2010. 117 f. Tese (Doutorado em Agronomia) – Universidade Estadual de Londrina, Londrina.
- LUCKMANN, D.; DE GOUVEA, A.; POTRICH, M.; DA SILVA, E. R. L.; PURETZ, B.; DALLACORT, S. GONÇALVES, T. E. Seletividade de produtos naturais comerciais a *Trichogramma pretiosum* (Riley, 1879) (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **Revista Ceres**, v. 61, p. 924–931, 2014.
- MAGALHÃES, B. P.; MONNERAT, R.; ALVES, S. B. Interações entre Entomopatógenos, Parasitóides e Predadores. In: ALVES, S. B. (Ed). **Controle Microbiano de Insetos**. 2. ed. Piracicaba: FEALQ, 1998.
- MANZOORE, E. M, S.; MUJTABA, M. A.; SAFAEI, M. R.; AFZAL, A.; RAJU, D.; AHMED, W.; BANAPURMATH, N. R.; HOSSAIN, N.; BASHIR, S.; BADRUDDIN, I. A.; GOODARZI, M.; SHAHAPURKAR, K.; TAQUI, S. N. Effect of Sr@ZnO nanoparticles and *Ricinus communis* biodiesel-diesel fuel blends on modified CRDI diesel engine characteristics. **Energy**, v. 215, 2021.

- MARINHO-PRADO, J. S.; QUEIROZ, S. C. N.; PRADO, S. S.; ASSIS, M. C. **Bioatividade de extratos de plantas sobre lagartas de *Anticarsia gemmatalis* e *Helicoverpa armigera***. Jaguariúna: Embrapa Meio Ambiente, 2018.
- MASSAROLI, A. **Efeito de extratos de anonáceas sobre a lagarta falsa medideira *Chrysodeixis includens* (Walker 1857) (Lepidoptera: Noctuidae)**. 2013. 63 f. Dissertação (Mestrado em Ciências) - Universidade Federal do Paraná, Curitiba, 2013.
- MEDINA, P.; ADÁN, A.; DEL, E. P.; BUDIA, F.; VIÑUELA, E. Integración del control biológico con otros métodos de control. In: JACAS, J.; URBANEJA, A. (Eds.). **Control biológico de plagas agrícolas**. Phytoma, 2008. p. 469-476.
- MEIRA, A. L.; STRUM, G. M.; ZINGER, F. D.; MARDGAN, L.; PRATISSOLI, D. Características biológicas de parasitoides de ovos criados em diferentes hospedeiros. **Revista Agrarian**, v. 10, n. 35, p. 10-17, 2017.
- MELO, A. R.; GARCIA, I. J. P.; SERRÃO, J. E.; SANTOS, H. L.; LIMA, L. A. R. S.; ALVES, S. N. Toxicity of different fatty acids and methyl esters on *Culex quinquefasciatus* larvae. **Ecotoxicology and Environmental Safety**, v. 154, p. 1-5, 2018.
- MENEZES, E. L. A. **Controle biológico de pragas: princípios e estratégias de aplicação em ecossistemas agrícolas**. Seropédica: Embrapa Agrobiologia, 2003. 44p.
- MENEZES, E. L. A. **Inseticidas botânicos: seus princípios ativos, modo de ação e uso agrícola**. Seropédica: Embrapa Agrobiologia, 2005. 58p.
- MOHANKUMAR, S.; RAMASUBRAMANIAN, T. Role of Genetically Modified Insect-Resistant Crops. In: ABROL, D. P. (Ed.). **Integrated Pest Management**. Academic Press, 2014, p. 371-399.
- MORAIS, L. A. S.; MARINHO-PRADO, J. S. Plantas com atividade inseticida. In: HALFED-VIEIRA, B. A.; MARINHO-PRADO, J. S.; NECHET, K. L.; MORANDI, M. A.; BETTIOL, W. **Defensivos agrícolas naturais: usos e perspectivas**. Brasília: Embrapa, 2016, Cap. 19.
- MOREIRA, M. D.; PIKANÇO, M. C.; SILVA, E. M.; MORENO, S. C.; MARTINS, J. C. Uso de inseticidas botânicos no controle de pragas. In: VENZON, M.; PAULA JÚNIOR, T. J.; PALLINI, A. (Eds.). **Controle alternativo de pragas e doenças**. Viçosa: Epamig/CTZM, 2006. p. 89-120.
- NEVES, E. J. M.; CARPANEZZI, A. A. (Eds.). **A cultura do nim**. Brasília: Embrapa Informação Tecnológica, 2008. 97 p.
- OLIVEIRA, D. H. R. **O extrato hexânico de frutos e sementes de *Ricinus communis* é seletivo a *Telenomus podisi* (Ashmead, 1893) (Hymenoptera: Platygasteridae)**. 2020. 71f. Dissertação (Mestrado em Agroecossistemas) - Universidade Tecnológica Federal do Paraná, Dois Vizinhos, 2020.
- OLIVEIRA, R. C. M.; PASTORI, P. L.; COUTINHO, C. R.; JUVENAL, S. O.; AGUIAR,

- C. V. S. Natural parasitism of *Trichogramma pretiosum* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) in *Neoleucinodes elegantalis* (Lepidoptera: Crambidae) eggs on tomato (Solanales: Solanaceae) in the Northeast region, Brazil. **Brazilian Journal of Biology**, v. 80, n. 2, p. 474-475, 2020.
- OLIVEIRA, C. M.; OLIVEIRA, J. V.; BARBOSA, D. R. S.; BREDA, M. O.; FRANÇA, S. M.; DUARTE, B. L. R.; Biological parameters and thermal requirements of *Trichogramma pretiosum* for the management of the tomato fruit borer (Lepidoptera: Crambidae) in tomatões. **Crop Protection**, v. 99, p. 39-44, 2017.
- PARRA, J. R. P. Biological Control in Brazil: an overview. **Scientia Agricola**, v. 71, n. 5, p. 420-429, 2014.
- PARRA, J. R. P. Controle Biológico na Agricultura Brasileira. **Comunicações entomológicas**, v. 1, p. ec01002-ec01002, 2019.
- PARRA, J. R. P.; BOTELHO, P. S. M.; CORRÊA-FERREIRA, B. S.; BENTO, J. S. M. Controle Biológico: terminologia. In: PARRA, J. R. P. E.; BOTELHO, P. S. M.; CORRÊA-FERREIRA, B. S.; BENTO, J. M. S. **Controle Biológico no Brasil: parasitoides e predadores**. São Paulo: Manole, 2002. p. 1-16.
- PARRA, J. R. P.; ZUCCHI, R. A. (Eds.). **Trichogramma e o Controle Biológico**. Piracicaba: FEALQ, 1997.
- PARRA, J. R. P.; ZUCCHI, R. A. *Trichogramma* in Brazil: feasibility of use after twenty years of research. **Neotropical Entomology**, v. 33, n. 3, p. 271-281, 2004.
- PARRA, J. R. P.; ZUCCHI, R. A.; COELHO, A.; GEREMIAS, L. D.; CÔNSOLI, F. L. *Trichogramma* as a tool for IPM in Brazil. In: VINSON, B.; GREENBERG, S. M.; LIU, T.; RAO, A.; VOLOSCIUK, L. F. (Eds.). **Augmentative Biological Control Using *Trichogramma spp*: current status and perspectives**. China: Northwest A&F University Press, 2015, p. 472–496.
- PARRA, J. R. P.; COELHO, A. Applied Biological Control in Brazil: from laboratory assays to field application. **Journal of Insect Science**, v. 19, n. 2, 2019.
- PARREIRA, D. S.; DIMATÉ, F. A. R.; DUARTE BATISTA, L. D.; RIBEIRO, H. C. B.; GUANABENS, R. E.; CUNHA, A. F.; RIBEIRO, R. C. Efeito de óleos essenciais sobre estágios imaturos de *Trichogramma pretiosum* Riley (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **Ensaio e Ciência: Ciências Biológicas, Agrárias e da Saúde**, v. 21, n. 2, p. 80-85, 2017.
- PAVELA, R.; BENELLI, G. Essential Oils as Ecofriendly Biopesticides? Challenges and Constraints. **Trends in Plant Science**, v. 21, n. 12, p. 1000–1007, 2016.
- PENTEADO, S. R. **Defensivos Alternativos e Naturais**. 3.ed. Livros Via Orgânica: Campinas, SP, 2007.
- PEREIRA, F. P.; REIGADA, C.; DINIZ, A. J. F.; PARRA, J. R. P. Potential of Two Trichogrammatidae species for *Helicoverpa armigera* control. **Neotropical Entomology**, v. 48, p. 966–973, 2019.
- PERON, F.; FERREIRA, G. C. A. Potencial inseticida de extrato de sementes de

mamona (*Ricinus communis* L.) no controle da lagarta-do-cartucho (*Spodoptera frugiperda*). In: VI Mostra Interna de Trabalhos de Iniciação Científica, 2012, Maringá. **Anais...** Maringá: Cesumar, 2012.

PESSOA, A. S.; LOZANO, E. R.; VILANI, A.; POTRICH, M.; MATOS, L. L.; OLIVEIRA, T. M.; PESSOA, G. M. *Bacillus thuringiensis* Berliner e *Anticarsia gemmatalis* Hübner (Lepidoptera: Erebidae) sob ação de extratos vegetais. **Arquivos Instituto Biológico**, v.81, n.4, p. 329-334, 2014.

PINTO, A. S.; BUENO, R. C. O. F. Soybean. In: SOUZA, B.; VÁZQUEZ, L. L.; MARUCCI, R. C. (Eds.). **Natural Enemies of Insect Pests in Neotropical Agroecosystems**, Cham, Switzerland: Springer, 2019. p. 397-412.

PINTO, J. D. Taxonomia de Trichogrammatidae (Hymenoptera) com ênfase nos gêneros que parasitam lepidóptera. In: PARRA, J. R. P.; ZUCCHI, R. A. (Eds.). **Trichogramma e o Controle Biológico**. Piracicaba: FEALQ, 1997. p. 13-39.

POPP, J.; PETÕ, K.; NAGY, J. Pesticide productivity and food security. A review. **Agronomy for Sustainable Development**, v. 33, p. 243-255, 2013.

PRATISSOLI, D.; THULLER, R. T.; SILVA, A. F.; DALVI, L. P.; TAMANHONI, T. Características biológicas de linhagens de *Trichogramma pretiosum*, criadas em ovos de tuta absoluta, em diferentes temperaturas. **Científica**, v. 34, n. 2, p. 210-216, 2006.

QUERINO, R. B.; SILVA, N. N. P.; ZUCCHI, R. A. Natural parasitism by *Trichogramma* spp. in agroecosystems of the Mid-North, Brazil. **Ciência Rural**, v. 46, n. 9, p. 1521-1523, 2016.

QUERINO, R., ZUCCHI, R. A., PINTO, J. D. Systematics of the Trichogrammatidae (Hymenoptera: Chalcidoidea) with a focus on the genera attacking Lepidoptera. In: CÔNSOLI, F. L.; PARRA, J. R. P.; ZUCCHI, R. A. (Eds.). **Egg parasitoids in agrosystems with emphasis on *Trichogramma***. New York: Springer, 2010. p. 191-218.

RAKES, M.; PASINI, R. A.; MORAIS, M. C.; ARAÚJO, M. B.; PAZINI, J. B.; SEIDEL, E. J.; BERNARDI, D.; GRÜTZMACHER, A. D. Pesticide selectivity to the parasitoid *Trichogramma pretiosum*: A pattern 10-year database and its implications for Integrated Pest Management. **Ecotoxicology and Environmental Safety**, v. 208, 2021.

RAMOS-LÓPEZ, M. A.; GONZÁLEZ-CHÁVEZ, M. M.; CÁRDENAS-ORTEG, N. C.; ZAVALA-SÁNCHEZ, M. A.; PÉREZ, S. G. Activity of the main fatty acid components of the hexane leaf extract of *Ricinus communis* against *Spodoptera frugiperda*. **African Journal of Biotechnology**, v. 11, p. 4274-4278, 2012.

RAMOS-LÓPEZ, M. A.; PEREZ-G, S.; RODRÍGUEZ-HERNÁNDEZ, C.; GUEVARA-FEFER, P.; ZAVALA-SÁNCHEZ, M.A. Activity of *Ricinus communis* (Euphorbiaceae) against *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae). **African Journal Biotechnology**, v. 9, p.1359–1365, 2010.

RAMPELOTTI-FERREIRA, F. T.; COELHO, A.; PARRA, J. R. P.; VENDRAMIM, J. D.

- Selectivity of plant extracts for *Trichogramma pretiosum* Riley (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **Ecotoxicology and Environm Safety**, v.138, p. 78-82, 2017.
- RANA, M.; DHAMIJA, H.; PRASHAR, B.; SHARMA, S. *Ricinus communis* L. – A Review. **International Journal of PharmTech Research**, v. .4, n..4, p. 1706-1711, 2012.
- RIBEIRO, P. R.; CASTRO, R. D.; FERNANDEZ, L. G. Chemical constituents of the oilseed crop *Ricinus communis* and their pharmacological activities: A review. **Industrial Crops and Products**, v. 91, p. 358-376, 2016.
- RIPPER, W. E.; GREENSLADE, R. M.; HARTLEY, G. S. Selective insecticides and biological control. **Journal of Economic Entomology**, v. 44, p. 448-459, 1951.
- RODRIGUES, J. S.; SILVA, M. G. G.; CASTRO, R. M. Atividade inseticida de extratos vegetais e seletividade a insetos benéficos. **Revista Semiárido de Visu**, v. 5, n. 3, p. 138-148, 2017.
- RODRIGUES, R.; JARAS, L. I.; POLTRONIERI, A. S.; PIMENTEL, I. C.; ZAWADNEAK, M.A. C. Seletividade de inseticidas reguladores de crescimento e botânico no parasitismo de três espécies de *Trichogramma* em ovos de *Duponchelia fovealis* Zeller (Lepidoptera: Crambidae). **EntomoBrasili**, v. 10, p. 26-32, 2017.
- RONDELLI, V. **Desempenho do fungo *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuill. e do óleo de mamona para o controle de *Plutella xylostella* (L.) (Lepidoptera: Plutellidae)**. 2010. 47 f. Dissertação (Mestrado) – Curso de Pós-Graduação em Entomologia Agrícola), Universidade Federal Rural de Pernambuco, Recife, 2010.
- RUKMOWATI-BROTODJOJO, R. R.; WALTER, R. R. Oviposition and reproductive performance of a generalist parasitoid (*Trichogramma pretiosum*) exposed to host species that differ in their physical characteristics. **Biological Control**, v. 39, p. 300-312, 2006.
- SALVADORI, J. R.; SALLES, L. A. B. Controle biológico dos pulgões do trigo. In: PARRA, J. R. P.; BOTELHO, P. S. M.; CORRÊA-FERREIRA, B. S.; BENTO, J. M. **Controle biológico no Brasil: predadores e parasitoides**. São Paulo: Manole, 2002. p. 427-448.
- SCHMIDT, J. Host recognition and acceptance by *Trichogramma*. In: WANJBERG, E.; HASSAN, S. A. (Eds.). **Biological control with egg parasitoids**. Wallingford: CAB International, 1994. p. 113-135.
- SHANKARGANESH, K.; KHAN, M. A. Bio-efficacy of plant extracts on parasitisation of *Trichogramma chilonis* Ishii, *T. japonicum* Ashmead and *T. poliae* Nagaraja. **Annals of Plant Protection Sciences**, v. 14, n. 2, p. 280–282, 2006.
- SIEGWART, M.; GRAILLOT, B.; LOPEZ, C, B.; BESSE, S.; BARDIN, M.; NICOT, P. C.; LOPEZ-FERBER, M. Resistance to bio-insecticides or how to enhance their sustainability: a review. **Frontiers in Plant Science**, v. 6, p. 1-19, 2015.
- SILVA, A. B.; BRITO, J. M. Controle biológico de insetos-pragas e suas perspectivas para o futuro. **Agropecuária Técnica**, v. 36, n.1, p. 248-258, 2015.

SILVA, D. M.; BUENO, A. F. Organic products selectivity for *Trichogramma pretiosum* (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **Arquivos do Instituto Biológico**, v. 82, p. 1-8, 2015.

SILVA JÚNIOR, R. J. **Capacidade de parasitismo e de desenvolvimento de três espécies de *Trichogramma* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) em ovos de *Condylophora vestigialis* (Lepidoptera: Crambidae)**. 2009. 102 f. Dissertação (Mestrado em Zoologia) - Universidade Federal do Paraná, Curitiba, 2009.

SILVA, S. C. S.; ALVES, M. A.; SOUSA, S. A.; NOGUEIRA, J. R. S.; MARTINS, D. H. N.; FONSECA-BAZZO, Y. M.; GALDOS-RIVEROS, A. C. Perfil fitoquímico, susceptibilidade antibacteriana e capacidade antioxidante das folhas de *Croton urucurana* Baillon (Euphorbiaceae). **Infarma-Ciências Farmacêuticas**, v. 29, n. 3, p. 264-270, 2017.

SIMONATO, J.; GRIGOLLI, J. F. J.; OLIVEIRA, H. N. Controle biológico de inseto-praga na soja. In: LOURENÇÃO, A. L. F.; GRIGOLLI, J. F. J.; MELOTTO, A. M.; PITOL, C.; GITTI, D. C.; ROSCOE, R. (Eds.). **Tecnologia e produção: Soja 2013/2014**. Maracaju, MS: Fundação MS, 2014. p. 178-193.

SOARES, J. J.; NASCIMENTO, A. R. B.; SILVA, M. V. **Predadores e Parasitóides Chaves e Seletividade de Inseticidas na Cultura Algodoeira**. Campina Grande, 2008. 29p.

SOMBRA, K. E. S. **Prospecção de óleos essenciais para o controle de *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidac) e seletividade à *Trichogramma pretiosum* (Hymenoptera. Trichogrammatidae)**. 2019. 114f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) - Universidade Federal do Ceará, Fortaleza, 2019.

SOTELO-LEYVA, C.; SALINAS-SÁNCHEZ, D. O.; PEÑA-CHORA, G.; TREJO-LOYO, A. G.; GONZÁLEZ-CORTÁZAR, M.; ZAMILPA, A. Insecticidal compounds in *Ricinus communis* L. (Euphorbiaceae) to control *Melanaphis sacchari* Zehntner (Hemiptera: Aphididae). **Florida Entomologist**, v. 103, n. 1, p. 91-95, 2020.

SOUJANYA, P. L.; SEKHAR, J. C.; KUMAR, P.; SUNIL, N.; PRASAD, C. H. V.; MALLAVADHANI, U, V. Potentiality of botanical agents for the management of post-harvest insects of maize: a review. **Journal of Food Science and Technology**, v. 53, n. 5, p. 2169–2184, 2016.

STENBERG, J. A. A Conceptual Framework for Integrated Pest Management. **Trends in Plant Science**, v. 22, n. 9, p. 759-769, 2017.

STOUTHAMER, R.; LUCK, R. F.; HAMILTON, W. D.; Antibiotics cause parthenogenetic *Trichogramma* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) to revert to sex. **Proceedings of the National Academy of Sciences of the USA**, v. 87, p. 2424-2427, 1990.

TRINDADE, R. C. P.; LIMA, I. S.; SANT'ANA, A. E. G.; BROGLIO, S. M. F.; SILVA, P. P. Ação de extratos vegetais sobre *Trichogramma galloi* (Zucchi, 1988) (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **Comunicata Scientiae**, v. 4, n. 3, p. 255-262, 2013.

- TSCHARNTKE, T., CLOUGH, Y., WANGER, T., JACKSON, L., MOTZKE, I., PERFECTO, I., VANDERMEER, L., WHITBREAD, A. Global food security; biodiversity conservation and the future of agricultural intensification. **Biological Conservation**, v. 151, 53–59, 2012.
- TUREK, C.; STINTZING, F. C. Stability of Essential Oils: A Review. **Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety**, v. 12, n. 1, p. 40–53, 2013.
- VAN DEN BOSCH, R.; MESSENGER, P. S.; GUTIERREZ, A. P. **An introduction to biological control**. New York: Plenum Press, 1982.
- VELASQUES, J.; CARDOSO, M. H.; ABRANTES, G.; FRIHLING, B. E.; FRANCO, O. L.; MIGLIOLO, L. The rescue of botanical insecticides: a bioinspiration for new niches and needs. **Pesticide Biochemistry and Physiology**, v. 143, p. 14–25, 2017.
- VIANNA, U. R.; PRATISSOLI, D.; ZANUNCIO, J. C.; ALENCAR, J. R. C. C.; ZINGER, F. D. Espécies e/ou linhagens de *Trichogramma* spp. (Hymenoptera: Trichogrammatidae) para o controle de *Anticarsia germatalis* (Lepidoptera: Noctuidae). **Arquivos do Instituto Biológico**, v. 78, n. 1, p. 81-87, 2011.
- VIEGAS JÚNIOR, C. Terpenos com atividade inseticida: uma alternativa para o controle químico de insetos. **Química Nova**, v. 26, n. 3, p.390-400, 2003.
- VINSON, S. B. Comportamento de seleção hospedeira de parasitoides de ovos, com ênfase na família Trichogrammatidae. In: PARRA, J. R. P.; ZUCCHI, R. A. (Eds.). **Trichogramma e o Controle Biológico**. Piracicaba: FEALQ, 1997. p. 67-119.
- VIVIAN, R.; QUERINO, R. B. mERCADO DE AGENTES DE CONTROLE BIOLÓGICO. In: FONTES, E. M. G.; VALADARES-INGLIS, M. C. (Eds.). **Controle biológico de pragas da agricultura técnicas**. Brasília, DF: Embrapa, 2020.
- VIZZOTTO, M.; KROLOW, A. C.; WEBER, G. E. B. **Metabólitos secundários encontrados em plantas e sua importância**. Pelotas: Embrapa Clima Temperado, 2010. 16 p.
- WALE, M.; ASSEGIE, H. Efficacy of castor bean oil (*Ricinus communis* L.) against maize weevils (*Sitophilus zeamais* Mots.) in northwestern Ethiopia. **Journal of Stored Products Research**, v. 63, n. 1, p. 38–41, 2015.
- WANG, Z.; DAI, P.; YANG, X.; RUAN, C.; BIONDI, A.; DESNEUXD, N.; ZANG, L. Selectivity of novel and traditional insecticides used for management of whiteflies on the parasitoid *Encarsia formosa*. **Pest Management Science**, v. 75, n. 10, p. 2716-2724, 2019.
- WANG, Z.; LIU, Y.; SHI, M.; HUANG, J.; CHEN, X. Parasitoid wasps as effective biological control agents. **Journal of Integrative Agriculture**, v. 18, n. 4, p.705-715, 2019.
- WARMLING, J. V. **Efeitos letais e subletais de extratos vegetais alcoólicos sobre *Chrysodeixis includens* (Walker, 1858) (Lepidoptera: Noctuidae)**. 2018. 78 f. Dissertação (Mestrado em Agroecossistemas) - Universidade Tecnológica Federal do Paraná, Dois Vizinhos, 2018.

WEZEL, A.; CASAGRANDE, M.; CELETTE, F.; VIAN, J. F.; FERRER, A.; PEIGNÉ, J. Agroecological practices for sustainable agriculture: a review. **Agronomy for Sustainable Development**, v. 34, p. 1-20, 2014.

YEBOAH, A.; YING, S.; LU, J.; XIE, Y.; AMOANIMAA-DEDE, H.; BOATENG K. G. A.; CHEN, M.; YIN, X. Castor oil (*Ricinus communis*): a review on the chemical composition and physicochemical properties Akwasi. **Food Science and Technology**, Campinas, 2020.

ZUCCHI, R. A.; MONTEIRO, R. C. O gênero *Trichogramma* na América do Sul. In: PARRA, J. R. P.; ZUCCHI, R. A. (Eds.). **Trichogramma e o controle biológico aplicado**. Piracicaba: FEALQ, 1997. p.41-66.

ZUIM, V.; RODRIGUES, H. S.; PRATISSOLI, D.; TORRES, J. B.; FRAGOO, D. F. M.; BUENO, R. C. O. F. Age and density of eggs of *Helicoverpa armigera* influence on *Trichogramma pretiosum* parasitism. **Acta Scientiarum**, v. 39, n. 4, p. 513-520, 2017.