

UNIVERSIDADE FEDERAL DE PELOTAS
Programa de Pós - Graduação em Fitossanidade



Dissertação

**Efeito de diferentes fontes alimentares e de iscas tóxicas
usadas no manejo de moscas-das-frutas (Diptera:
Tephritidae), sobre o parasitoide *Fopius arisanus* (Sonan,
1932) (Hymenoptera: Braconidae)**

Simón Ezequiel Farah Asang

Pelotas, 2017

SIMÓN EZEQUIEL FARAH ASANG

Efeito de diferentes fontes alimentares e de iscas tóxicas usadas no manejo de moscas-das-frutas (Diptera: Tephritidae), sobre o parasitoide *Fopius arisanus* (Sonan, 1932) (Hymenoptera: Braconidae)

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Fitossanidade da Universidade Federal de Pelotas, como requisito à obtenção do título de Mestre em Fitossanidade (área do conhecimento: Entomologia)

Orientador: Dr. Anderson Dionei Grützmacher

Coorientador: Dr. Dori Edson Nava

Pelotas, 2017

Universidade Federal de Pelotas / Sistema de Bibliotecas
Catalogação na Publicação

A111e Asang, Simón Ezequiel Farah

Efeito de diferentes fontes alimentares e de iscas tóxicas usadas no manejo de moscas-das-frutas (Diptera: Tephritidae), sobre o parasitoide *Fopius arisanus* (Sonan, 1932) (Hymenoptera: Braconidae) / Simón Ezequiel Farah Asang ; Anderson Dionei Grützmacher, orientador ; Dori Edson Nava, coorientador. — Pelotas, 2017.

77 f. : il.

Dissertação (Mestrado) — Programa de Pós-Graduação em Fitossanidade, Faculdade de Agronomia Eliseu Maciel, Universidade Federal de Pelotas, 2017.

1. Controle biológico. 2. Formulações. 3. Seletividade. 4. Efeito sub-letal. 5. Success 0,02 CB ®. I. Grützmacher, Anderson Dionei, orient. II. Nava, Dori Edson, coorient. III. Título.

CDD : 632.9

Banca examinadora:

Dr. Anderson Dionei Grützmacher

Dr. Daniel Benardi

Dr. Sandro Daniel Nornberg

Dra. Adrise Medeiros Nunes

À minhas queridas Alejandra e Danna pela compreensão,
paciência e todo o amor dado.
Aos meus pais Lúbia e Simón, pelo exemplo de vida.
Aos meus irmãos Frucina e Mario.
A minha família, pelo grande carinho e incentivo constantes
durante todos estes anos.

Dedico e Ofereço.

Agradecimentos

À Universidade Federal de Pelotas, em especial ao Programa de Pós-Graduação em Fitossanidade (PPGFs) da FAEM/UFPel, pela oportunidade de realizar o curso de mestrado.

À Embrapa Clima Temperado pela concessão da área experimental e laboratórios para realização deste trabalho.

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES), pela concessão da bolsa de Mestrado.

Ao meu orientador Dr. Anderson Dionei Grützmacher, pela orientação, ensinamentos e conselhos dados durante todo o período de realização do mestrado.

Ao meu coorientador Dr. Dori Edson Nava, pela ajuda e apoio sempre oferecidos em todos os momentos, pelas importantes contribuições feitas ao trabalho, e por todos os ensinamentos repassados.

Aos professores Dr. Alci Enimar Loeck, Dr. Mauro Silveira Garcia e Dr. Flávio Roberto Mello Garcia, do PPGFs da FAEM/UFPel, pelos ensinamentos repassados e à Dr. Luís Antônio de Ávila Coordenador do PPGFs por toda ajuda, atenção e paciência.

Aos colegas e amigos do curso de PPGFs, pela amizade e convívio durante a realização do curso, em especial aos que me ajudaram durante a realização deste trabalho e estiveram ao meu lado em todos os momentos. Agradeço a todos pelos momentos que passamos juntos.

Ao pessoal dos Laboratórios de Entomologia da Embrapa Clima Temperado e Laboratório de Manejo Integrado de Pragas (LabMIP), pela ajuda nos trabalhos, pelas horas e horas de experimentos, que com a companhia de vocês foram mais prazerosas.

A todos os amigos latinos, pela amizade e convívio durante minha estadia em Pelotas e que foram essenciais nesse período da minha vida.

À minha esposa Alejandra e minha filha Danna, pelo apoio em todas as minhas decisões, compreensão, paciência e todo o amor dado.

Aos meus pais, meus irmãos e minha família, que durante todos estes anos me incentivaram a continuar estudando e me apoiaram nos momentos mais difíceis.

E aos demais amigos e pessoas não citadas que de alguma forma me apoiaram e contribuíram para a realização deste trabalho.

Muito Obrigado.

Resumo

Efeito de diferentes fontes alimentares e de iscas tóxicas usadas no manejo de moscas-das-frutas (Diptera: Tephritidae), sobre o parasitoide *Fopius arisanus* (Sonan, 1932) (Hymenoptera: Braconidae)

O Brasil é o terceiro maior produtor mundial de frutas, com uma produção de 43 milhões de toneladas ao ano. Um dos principais problemas associado ao cultivo de frutíferas tem sido a ocorrência de espécies de moscas-das-frutas, devido aos danos causados e a dificuldade no controle da praga, que compromete a comercialização dos frutos. Dentre os principais métodos de controle da praga o uso de inseticidas sintético por cobertura e na forma de isca tóxica tem sido as principais táticas usadas no manejo de moscas-das-frutas. No entanto, esses produtos podem afetar negativamente os inimigos naturais presentes nos pomares. Outras medidas têm sido adotadas como o emprego de parasitoides tem sido uma alternativa para o controle em diferentes regiões. Dentre os inimigos naturais, o parasitoide de ovo-larva *Fopius arisanus* tem sido utilizado para o estabelecimento de programas de controle biológico de tefritídeos por duas razões, sendo a primeira por apresentar preferência por ovos e larvas de primeiro instar de moscas-das-frutas dos gêneros *Bactrocera*, *Anastrepha* e *Ceratitis* e em segundo lugar por possuir uma ampla gama de potenciais hospedeiros em espécies de moscas-das-frutas. No entanto, a eficiência desse inimigo natural pode ser afetada pela influência de diferentes formulações de iscas para controle de moscas-das-frutas ocasionando efeitos adversos sobre seu desenvolvimento comprometendo o potencial de controle. Sendo assim, o objetivo do trabalho foi avaliar o efeito de diferentes fontes de alimento no desenvolvimento de *Fopius arisanus* (Sonan, 1932) (Hymenoptera: Braconidae), além dos efeitos letais e sub-letais de diferentes formulações de iscas tóxicas sobre adultos do parasitoide, tendo como hospedeiro *C. capitata*. Em seguida foram avaliadas as seguintes iscas: Malathion 1000 CE (0,15%)+Biofruit[®] (3%), Malathion 1000 CE (0,15%)+melaço de cana-de-açúcar (7%), Tracer[®] (0,02%)+Biofruit[®] (3%), Tracer[®] (0,02%)+melaço de cana-de-açúcar (7%), Biofruit[®] (3%), melaço de cana-de-açúcar (7%), isca comercial Success 0,02 CB[®] e mel (80%) (testemunha). O método de bioensaio adotado foi o de ingestão das iscas pelos adultos do parasitoide, utilizando-se placas de papel parafilm para oferecimento das iscas. Assim as fontes ricas em carboidratos melaço de cana-de-açúcar (7%) e mel (80%) proporcionaram a produção de um maior número de parasitoides com uma maior longevidade. A maior toxicidade a adultos de *F. arisanus* foi observada nas iscas Malathion 1000 CE (0,15%)+Biofruit[®] (3%), Malathion 1000 CE (0,15%)+melaço de cana-de-açúcar (7%), Tracer[®] (0,02%)+Biofruit[®] (3%) e Tracer[®] (0,02)+melaço de cana-de-açúcar (7%) sendo que a mortalidade e redução de parasitismo atingiram o 100%, sendo consideradas

como nocivas (classe 4) segundo a IOBC. A isca tóxica Tracer[®] (0,02%)+Biofruit[®] (3%) reduz o parasitismo em 97,99%, classificando como moderadamente nociva enquadrando-se na classe 3. A isca tóxica de pronto uso Success 0,02 CB[®] causou a redução de 64,55% na capacidade de parasitismo de *F. arisanus*, sendo, portanto, considerada como levemente tóxica (classe 2). Para o ensaio de efeito sub-letal foram avaliados adultos de *F. arisanus* da geração F1 procedente do ensaio com isca tóxica Success 0,02 CB[®], sendo que nenhum efeito negativo foi observado referente à capacidade de parasitismo. Das iscas tóxicas avaliadas, Success 0,02 CB[®] é a melhor opção para o uso em programas de manejo integrado de moscas-das-frutas.

Palavras-chave: Controle biológico, tefrítidos, formulações, seletividade, efeito sub-letal, Success 0,02 CB[®].

Abstract

Effect of different dietary sources and toxic baits used in the management of fruit flies (Diptera: Tephritidae) on the parasitoid *Fopius arisanus* (Sonan, 1932) (Hymenoptera: Braconidae)

Brazil is the third largest fruits producer in the world, with a production of 43 million tons per year. One of the main problems associated with fruit cultures have been fruit flies due to the damage they cause and the difficulty in controlling them, which compromises the commercialization of the fruits. Among the main methods of pest control the use of insecticide by cover and in the form of toxic bait has been the main techniques used in the management of fruit flies. Yet, these pesticides may adversely affect the natural enemies present in this crop. Although the use of toxic baits may still cause disequilibrium in the ecosystem, other measures have been adopted like the use of parasitoids as an alternative to control this pest. Among these natural enemies the egg's parasitoid *Fopius arisanus* (Sonan, 1932) (Hymenoptera: Braconidae) is an important parasitoid for the establishment of biological control of tephritids for two reasons: having preference for eggs and first instar larvae of *Bactrocera*, *Anastrepha* and *Ceratitis* fruit flies' genera and, for possessing a wide range of potential hosts in fruit flies' species. However, the efficiency of this natural enemy can be affected by the influence of different formulations of baits to control fruit flies, causing adverse effects on their normal development, compromising the potential control they could have. Therefore, the aim of this work was to evaluate the effects of different food sources on the development of *F. arisanus*, as well as the lethal and sub lethal effects of different formulations of toxic baits on adults of *F. arisanus* in *C. capitata*. The evaluated baits were: Malathion 1000 CE (0.15%)+Biofruit[®] (3%); Malathion 1000 CE (0.15%)+sugarcane molasses (7%); Tracer[®] (0.02%)+Biofruit[®] (3%); Tracer[®] (0.02%)+sugarcane molasses (7%); Biofruit[®] (3%); sugarcane molasses (7%); commercial bait Success 0.02 CB[®] and Honey (80%) (control). The adopted bioassay method was adults and parasitoids ingestion by using parafilm paper plates to offer the baits. This way the sources rich in carbohydrates sugarcane molasses (7%) and honey (80%) provided the production of a greater number of parasitoids with a greater longevity. The highest toxicity over *F. arisanus* adults was observed in the baits containing the insecticide Malathion 1000 CE (0,15%)+Biofruit[®] (3%), Malathion 1000 CE (0,15%)+melaço de cana-de-açúcar (7%), Tracer[®] (0,02%)+Biofruit[®] (3%) and Tracer[®] (0,02)+ sugarcane molasses (7%) with mortality and parasitism reduction reaching 100%, considered as harmful (class 4) according to the IOBC. Tracer[®] (0,02%)+Biofruit[®] (3%) caused parasitism capacity reduction of 97.99% to be classified as moderately harmful by falling into class 3. The ready-to-use Success 0.02 CB[®] bait caused a 64.55% reduction in insect parasitism, considered to be slightly toxic (class 2). For the sub-

lethal effect test, the commercial bait Success 0,02 CB[®] was evaluated, in which no negative effect was observed regarding the parasitism capacity and sex ratio for the F1 generation descendants of the parasitoid *F. arisanus* obtained from the toxic bait effect test. Of all toxic baits evaluated, Success 0.02 CB[®] is the best option for integrated pest management of fruit flies programs.

Keywords: Biological control, tephritid, formulations, selectivity, sub lethal effect, Success 0.02 CB[®].

Lista de figuras

- Figura 1. Gaiola utilizada para a criação de adultos de *Fopius arisanus*. (A) detalhe lateral da gaiola com adultos de *F. arisanus* no seu interior; (B) detalhe da parte inferior da gaiola demonstrando a abertura feita para acoplar a placa de acrílico em que é disponibilizado os ovos de *Ceratitis capitata* para as fêmeas de *F. arisanus*.....35
- Figura 2. Metodologia de criação das fases de larva e pupa de *Fopius arisanus* (A) recipiente plástico com dieta artificial para desenvolvimento larval; (B) separação de larvas dos resíduos de dieta; (C) recipiente contendo vermiculita para pupação das larvas; (D) recipiente com pupários para emergência dos parasitoides36
- Figura 3. Adultos de *Fopius arisanus* (A) fêmea; (B) macho.....37
- Figura 4. Gaiola utilizada para avaliar o efeito de diferentes fontes de alimento sobre *Fopius arisanus*. (A) gaiola confeccionada de copo plástico colocada sobre tampa de caixa plástica de Gerbox[®], contendo papel parafilm[®] e frasco com água destilada; (B) gaiola contendo um casal de *F. arisanus* e os ovos de *Ceratitis capitata* dispostos sobre o agar, no interior de uma placa38
- Figura 5. Desenvolvimento de *Fopius arisanus* em *Ceratitis capitata*. (A) Recipiente plástico contendo dieta artificial para desenvolvimento larval de *C. capitata* parasitadas por *F. arisanus*; (B) recipiente de acrílico contendo vermiculita para pupação das larvas de *C. capitata*; (C) recipiente de acrílico com adultos dos parasitoides emergidos.39
- Figura 6. Gaiola utilizada para avaliar o efeito de iscas tóxica para o controle de moscas-das-frutas sobre o parasitoide *Fopius arisanus*40
- Figura 7. Placa de acrílico (A) contendo ovos de *Ceratitis capitata*; (B) ovos oferecidos as fêmeas do parasitoide *Fopius arisanus*.....41
- Figura 8. Sequência de desenvolvimento de *Fopius arisonus* em hospedeiro *Ceratitis capitata*. (A) recipiente plástico com dieta artificial para desenvolvimento larval; (B) larvas no último instar de desenvolvimento; (C) recipiente contendo pupas; (D) adultos de parasitoide e moscas-das-frutas.....42

Figura 9.	Processo para retirar o córion dos ovos de <i>Ceratitis capitata</i> . (A) placa de acrílico, sob ocular contendo ovos em solução de hipoclorito de sódio 2,5%; (B) detalhes dos ovos antes de sofrerem ação do hipoclorito de sódio; (C) ovos cujo córion foi retirado para avaliação da postura de <i>Fopius arisanus</i>	44
Figura 10.	Ovos de <i>Ceratitis capitata</i> parasitados por <i>Fopius arisanus</i> na fase embrionaria.	44
Figura 11.	Parasitismo (%) de <i>Fopius arisanus</i> em larvas de <i>Ceratitis capitata</i> com diferentes fontes de alimento. Temperatura de $25 \pm 2^{\circ}\text{C}$, umidade relativa $70 \pm 10\%$ e fotofase de 12 h.	48
Figura 12.	Ritmo diário de emergência de parasitoides gerados por fêmeas de <i>Fopius arisanus</i> em larvas de <i>Ceratitis capitata</i> com diferentes fontes de alimento. Temperatura de $25 \pm 2^{\circ}\text{C}$, umidade relativa $70 \pm 10\%$ e fotofase de 12 h.	49
Figura 13.	Viabilidade diária de ovos de <i>Ceratitis capitata</i> expostos a parasitoide <i>Fopius arisanus</i> com diferentes fontes de alimento. Temperatura de $25 \pm 2^{\circ}\text{C}$, umidade relativa $70 \pm 10\%$ e fotofase de 12 h.....	50
Figura 14.	Curvas de sobrevivência de fêmeas (A) e machos (B) de <i>Fopius arisanus</i> criados em <i>Ceratitis capitata</i> com diferentes fontes de alimento. Curvas identificadas com as mesmas letras não diferem significativamente entre si. Temperatura de $25 \pm 2^{\circ}\text{C}$, umidade relativa $70 \pm 10\%$ e fotofase de 12h	51
Figura 15.	Percentual de parasitismo de <i>Fopius arisanus</i> após 24h de oferecimento de diferentes iscas tóxicas para o controle de mosca-das-frutas <i>Ceratitis capitata</i> . Temperatura de $25 \pm 2^{\circ}\text{C}$, umidade relativa $70 \pm 10\%$ e fotofase de 12h.....	56
Figura 16.	Percentual de parasitismo de <i>Fopius arisanus</i> em efeito sub-letal de diferentes iscas tóxicas para o controle de mosca-das-frutas <i>Ceratitis capitata</i> . Temperatura de $25 \pm 2^{\circ}\text{C}$, umidade relativa $70 \pm 10\%$ e fotofase de 12h	58
Figura 17.	Percentual de parasitismo inicial de <i>Fopius arisanus</i> em efeito sub-letal de diferentes iscas tóxicas para o controle de mosca-das-frutas <i>Ceratitis capitata</i> . Temperatura de $25 \pm 2^{\circ}\text{C}$, umidade relativa $70 \pm 10\%$ e fotofase de 12h.....	59

Lista de tabelas

- Tabela 1. Descrição dos tratamentos usadas em bioensaio efeito de fontes alimentos sobre *Fopius arisanus*.....37
- Tabela 2. Descrição dos tratamentos usados em bioensaio de efeito de iscas tóxicas sobre *Fopius arisanus*.....41
- Tabela 3. Percentual de parasitismo, número médio de descendente, razão sexual de *Fopius arisanus* em *Ceratitis capitata* com diferentes fontes de alimento.....46
- Tabela 4. Percentual de redução de parasitismo e classe IOBC para *Fopius arisanus* após 24h de oferecimento de diferentes formulações de iscas tóxicas.....52
- Tabela 5. Percentual de parasitismo, número médio de descendentes e razão sexual de *Fopius arisanus* após 24h de oferecimento de diferentes iscas tóxicas para o controle de mosca-das-frutas *Ceratitis capitata*.53
- Tabela 6. Percentual de parasitismo, parasitismo inicial e razão sexual de *Fopius arisanus* em efeito sub-letal de diferentes iscas tóxicas para o controle de mosca-das-frutas *Ceratitis capitata*.57

Sumário

1 Introdução.....	16
2 Revisão de literatura	20
2.1 Fruticultura brasileira e sua importância.....	20
2.2 Moscas-das-frutas	22
2.2.1 Aspectos gerais	22
2.2.2 Danos	24
2.2.3 Controle	24
2.2.4 Controle cultural-mecânico	25
2.2.5 Controle químico.....	25
2.2.6 Controle biológico	26
2.3 <i>Fopius arisanus</i>	28
2.4 Iscas tóxicas	30
2.5 Seletividade de produtos fitossanitários	32
3. Material e Métodos	34
3.1 Criação dos insetos	34
3.1.1 Criação de <i>Ceratitis capitata</i>	34
3.1.2 Criação de <i>Fopius arisanus</i>	35
3.2 Bioensaios	37
3.2.1 Efeito de diferentes fontes de alimento sobre <i>Fopius arisanus</i>	37

3.2.2 Efeito de iscas tóxicas sobre <i>Fopius arisanus</i>	40
3.2.3 Efeito sub-letal de iscas tóxicas sobre <i>Fopius arisanus</i>	43
3.3 Análises estatísticas	45
4 Resultados e Discussão	46
4.1 Efeito de diferentes fontes de alimento sobre adultos de <i>Fopius arisanus</i> ..	46
4.2 Efeito de iscas tóxicas sobre <i>Fopius arisanus</i>	51
4.3 Efeito sub-letal de iscas tóxicas sobre <i>Fopius arisanus</i>	57
5 Conclusões	60
6 Referências bibliográficas	61

1 Introdução

O Brasil é o terceiro maior produtor mundial de frutas, com uma produção de 43 milhões de toneladas ao ano, mas participa com apenas 2% do comércio global do setor, o que demonstra o forte consumo interno (ANUÁRIO BRASILEIRO DE FRUTICULTURA, 2015). A Região Sul do Brasil é a principal produtora de frutas de clima temperado com destaque para as culturas da macieira (*Malus domestica*) (Borkh, 1803), pessegueiro (*Prunus persica*) (Batsch, 1801) e videira (*Vitis vinífera*) (Linnaeus, 1758), que em conjunto ocupam uma área de aproximadamente 100 mil ha (IBGE, 2016).

A comercialização internacional de frutas é afetada pela ocorrência de moscas-das-frutas (Diptera: Tephritidae), devido às barreiras fitossanitárias impostas pelos países importadores, cuja restrição pode até mesmo alcançar a proibição de entrada dos frutos no País de destino (SANTOS et al., 2013). As perdas diretas provocadas pelas moscas-das-frutas ocorrem devido a redução da produção (frutos infestados caem precocemente ao chão), aumento no custo de produção (pelo emprego de medidas de controle como a aplicação de inseticidas e ensacamento dos frutos), menor valor da produção (as frutas de baixa qualidade tem menor valor comercial) e menor tempo de prateleira (as frutas infestadas com moscas-das-frutas apodrecem mais rapidamente). As perdas indiretas, por sua vez, estão associadas a questões de mercado, pois frutas produzidas em áreas infestadas não podem ser exportadas para países com barreiras quarentenárias (MALAVASI; ZUCCHI, 2000).

Dentre os tefritídeos de importância econômica no cenário agrícola brasileiro, destacam-se o gênero *Anastrephae* com 115 espécies, destas só seis são de particularmente importantes e a espécie *Ceratitis capitata* (Wiedemam, 1824) (Diptera: Tephritidae), cujos hospedeiros preferenciais são pertencentes às famílias Anacardiaceae, Myrtaceae, Rosaceae, Rutaceae e Sapotaceae (ALBERTIL et al., 2009; GARCIA et al., 2009; ZUCCHI, 2012). A mosca-das-frutas sul-americana

Anastrepha fraterculus (Wiedemann, 1830) (Diptera: Tephritidae) é a mais frequente e abundante nos pomares de videira, pessegueiro e macieira na Região Sul do Brasil (HÄRTER et al., 2010; ZART et al., 2010; NUNES et al., 2012; DIAS et al., 2013).

O gênero *Ceratitidis*, originário da África, compreende 65 espécies, onde somente *C. capitata* ocorre no País. Sua presença no País data do início do século XX e é considerada uma das pragas mais importante de diversas culturas (RICALDE et al., 2012; ZUCCHI, 2012). Possuem mais de 300 plantas hospedeiras, pertencentes a várias famílias, ocorrem comumente nas regiões Nordeste e Sudeste do Brasil (LIQUIDO et al., 1998; ALVARENGA et al., 2007; RICALDE et al., 2012; ZUCCHI, 2012). A simples presença dessa praga nas áreas de cultivos pode limitar as exportações de frutas frescas, devido às restrições quarentenárias impostas pelos países importadores (NÚÑEZ-CAMPERO et al., 2014).

O controle dessas espécies tem sido realizado basicamente com a pulverização de inseticidas, muitas vezes de forma indiscriminada, o que pode comprometer a saúde do consumidor, devido à presença de resíduos de produtos químicos nos frutos, além de causar poluição ambiental propiciada pelo uso contínuo destas moléculas químicas de elevada toxicidade (DUARTE et al., 2012). O uso desses inseticidas ocorre por meio de pulverizações em cobertura de produtos do grupo dos organofosforados e pieretroides com destaque para a sua elevada toxicidade, que na maioria das vezes não é seletiva aos inimigos naturais (NAVA; BOTTON, 2010; NICÁCIO et al., 2011; BOTTON et al., 2012).

Uma opção para a supressão populacional das espécies é o emprego de iscas tóxicas (RAGA; SATO, 2005; HÄRTER et al., 2010; NAVA; BOTTON, 2010; RIBEIRO, 2010). Essa prática objetiva reduzir a infestação dos adultos que se deslocam para o interior dos pomares a partir de hospedeiros alternativos localizados próximos aos cultivos (KOVALESKI et al., 1999). As iscas tóxicas são formuladas nas propriedades misturando proteína hidrolisada ou melaço de cana-de-açúcar com inseticidas, geralmente organofosforados (HÄRTER et al., 2010).

O sistema apresenta a vantagem de aplicação em menor área, controle da população no início da infestação, redução de danos por evitar a postura das fêmeas e redução do risco da presença de resíduos nos frutos (BOTTON et al., 2014). Os adultos são facilmente controlados com aplicação de isca tóxica contendo atrativos proteicos, devido a extrema demanda por estes componentes alimentares presentes

nas formulações, porém a medida que os insetos tornam-se mais velhos o interesse pelas iscas tóxicas passa a ser progressivamente menor (PROKOPY et al., 1992).

O controle biológico das moscas-das-frutas com uso de parasitoides da ordem Hymenoptera vem recebendo uma maior atenção e sendo considerado como um método de controle promissor no manejo integrado de tefritídeos pragas (NICÁCIO et al., 2011). No Brasil, os parasitoides de tefritídeos mais frequentemente coletados pertencem às famílias: Braconidae, Figitidae, Eulophidae, Pteromalidae e Diapriidae, sendo que a maioria pertence à família Braconidae (BITTENCOURT et al., 2012; SOUZA et al., 2012; GARCIA; RICALDE, 2013). Os Braconidae (subfamília Opiinae) são considerados os mais importantes inimigos naturais de moscas-das-frutas, sendo utilizados em programas de controle biológico em vários países (WHARTON, 1997; BITTENCOURT et al., 2012).

Além destes parasitoides nativos, em 2012 foi importado o parasitoide de ovos e larvas *Fopius arisanus* (Sonan, 1932) (Hymenoptera: Braconidae) para o controle de *Bractocera carambolae* (Drew & Hancock, 1994) (Diptera: Tephritidae) praga quarentenária restrita nos estados de Amapá e Roraima (PARANHOS et al., 2013; MAPA, 2015). Considerado um endoparasitoide de vida solitária que possui origem na região Indo-Pacífico e está sendo amplamente utilizado em programas de controle biológico de moscas-das-frutas, principalmente para *Bactrocera dorsalis* (Hendel 1912) (Diptera: Tephritidae) no Havaí (HARRIS et al., 2007). *F. arisanus* tem sido usado com sucesso para controle de moscas-das-frutas e é considerado como o parasitoide mais promissor nos programas de controle biológico, pela rápida capacidade de colonização e superando por competitividade aos parasitoides de larvas (RENDON et al., 2006; VARGAS et al., 2007; VARGAS et al., 2013; MANOUKIS et al., 2014).

As dietas para alimentar parasitoides são de grande importância, sendo que estas podem variar desde uma simples solução açucarada até alimentos nutricionalmente completos, mas o efeito do tipo de açúcar pode variar entre os parasitoides (TOMPKINS et al., 2010). As fontes ricas em carboidratos podem aumentar o potencial do parasitoide no controle biológico e nas características biológicas (HOGERVORTS et al., 2007; WAKEFIELD et al., 2010). A ausência destas substâncias pode afetar a fecundidade, longevidade, maturação dos ovos, razão sexual da progênie, influenciando seu potencial de colonização e controle das pragas (ONAGBOLA et al., 2007; LIGHTLE et al., 2010).

O uso de produtos seletivos, por permitir a associação com métodos biológicos possibilita a manutenção de organismos benéficos em agroecossistemas, acarretando numa menor necessidade de tratamentos fitossanitários no campo, o que garante aos produtores uma maior economia, produtos de melhor qualidade e menor impacto ambiental. O emprego de parasitoides associados ao uso de inseticidas seletivos aplicados como iscas tóxicas tem sido uma alternativa importante para o controle de moscas-das-frutas em diferentes regiões (STARK et al. 2004; RUIZ et al., 2008; HÄRTER et al., 2010).

No entanto, pouco se conhece dos efeitos das iscas tóxicas sobre agentes de controle biológico, entre os quais se encontram o parasitoide de ovo-larva *F. arisanus* (WANG et al., 2005; WANG et al., 2011), no Brasil não existem estudos que possam gerar informações para recomendações à utilização de iscas tóxicas para o manejo integrado de moscas-das-frutas. Considerando o potencial de utilização deste parasitoide, o objetivo do presente trabalho foi avaliar o efeito de diferentes fontes de alimento sobre o desenvolvimento do parasitoide de ovos e larvas *F. arisanus* além do efeito letal e sub-letal das diferentes formulações de iscas tóxicas para controle de adultos das moscas-das-frutas.

2 Revisão de literatura

2.1 Fruticultura brasileira e sua importância

As frutas têm grande valor nutritivo, como vitaminas, sais minerais, antioxidantes e açúcares naturais, além de várias outras substâncias que auxiliam na prevenção e no combate de doenças. As frutas, além de saudáveis são de fácil preparo, por estes e outros motivos, a estas podem ser consideradas como o alimento do futuro (ANDRADE, 2012). A grande tendência é que as pessoas busquem uma alimentação mais saudável e de baixa caloria, evitando os produtos industrializados. Os três maiores produtores de frutas a nível mundial são: a China, a Índia e o Brasil que, juntos, respondem por 43,6% do total e têm suas produções destinadas principalmente aos seus mercados internos (IBRAF, 2015).

A fruticultura brasileira vive um de seus momentos mais dinâmicos. Além da ampla variedade de espécies produzidas em todas as regiões do País, e nos mais diversos tipos de clima, o incremento da produtividade e as formas de apresentação e de industrialização colocam as frutas em destaque no agronegócio. A adoção de eficientes sistemas de cultivo e de rastreamento, em sintonia com a responsabilidade social e ambiental, impulsiona as cadeias produtivas exportadoras e amplia a oferta de frutas para a população brasileira. (ANUÁRIO BRASILEIRO DE FRUTICULTURA, 2015). O Brasil é o terceiro maior produtor mundial de frutas, com uma produção de 43 milhões de toneladas ao ano (IBRAF, 2015).

Os plantios cobrem 2,03 milhões de hectares, correspondendo a 2,6% da área total ocupada pela agricultura brasileira. As espécies frutíferas somam em torno de 500 variedades, das quais 220 são só de plantas nativas na Amazônia legal. Favorecido pela extensão territorial, pela posição geográfica, pelo solo e pelas condições climáticas, o Brasil produz frutas tropicais, subtropicais e temperadas (ANUÁRIO BRASILEIRO DE FRUTICULTURA, 2015). Atualmente, 22 fruteiras são

recenseadas pelo Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística (IBGE). Os frutos que mais contribuem no volume total da produção brasileira são a laranja (*Citrus sinensis*) (Linnaeus, 1753), banana (*Musa sapientum*) (Linnaeus, 1759), abacaxi (*Ananas comosus*) (Linnaeus, 1753), melancia (*Citrullus lanatus*) (Matsum & Nakai, 1978) e mamão (*Carica papaya*) (Linnaeus, 1753). Nesse contexto, a produção de frutos de clima temperado representa apenas 7,5 % (3,22 milhões toneladas) e 8 % (162.000 ha) da área total cultivada com frutíferas no Brasil (IBGE, 2016).

Os estados da Região Sul estão entre os maiores produtores de frutíferas do Brasil, com destaque para as culturas da macieira, pessegueiro e videira, que em conjunto ocupam uma área de aproximadamente 100 mil ha, sendo 78,7% da produção nacional. O estado do Rio Grande do Sul corresponde aproximadamente a 49,3%, seguido de Santa Catarina com 23,2%, e o quarto Estado com maior produção é o Paraná com 6,2% (IBGE, 2016).

O setor de fruticultura está entre os principais geradores de renda, emprego e de desenvolvimento rural do agronegócio nacional. A atividade frutícola possui elevado efeito multiplicador de renda e, portanto, com força suficiente para dinamizar economias locais estagnadas e com poucas alternativas de desenvolvimento (FACHINELLO et al., 2011). Uma vez que está presente em todos os estados brasileiros, sendo responsável pela geração de 5,6 milhões de empregos, ou seja, 27% da mão de obra agrícola. De acordo com o Instituto Brasileiro de Frutas (Ibraf), para cada US\$ 10 mil investidos na fruticultura tecnificada, são gerados, em média, três empregos diretos permanentes e dois indiretos (ANUÁRIO BRASILEIRO DE FRUTICULTURA, 2016).

O cultivo de plantas frutíferas se caracteriza por apresentar aspectos importantes, tais como, a utilização intensiva de mão de obra; possibilita um grande rendimento por área, sendo por isso uma ótima alternativa para pequenas propriedades rurais; possibilita o desenvolvimento de agroindústrias, tanto de pequeno quanto de grande porte; contribui para a diminuição das importações; possibilita aumento nas divisas com as exportações; importância fundamental como complemento alimentar, sendo fontes de vitaminas, sais minerais, proteínas e fibras indispensáveis ao bom funcionamento do organismo humano, entre outras (ANUÁRIO BRASILEIRO DE FRUTICULTURA, 2016).

2.2 Moscas-das-frutas

2.2.1 Aspectos gerais

As moscas-das-frutas são as principais pragas da fruticultura mundial, considerando-se os danos diretos que causam à produção e os custos relativos aos serviços de monitoramento, controle ou erradicação. Seu controle em grandes áreas, com base em programas de áreas livres ou de baixa prevalência, exige complexa logística, mas que viabiliza áreas de exportação de frutas e o acesso a mercados exigentes (ALUJA; MANGAN, 2008). Assim, os danos indiretos são provocados pela restrição, por determinados países importadores, de compra de frutas frescas oriundas de áreas infestadas por espécies de moscas-das-frutas de importância econômica. A infestação tem ocorrido em diferentes partes do mundo, apesar dos procedimentos de quarentena adotados por vários países (DUYCK et al., 2004).

O abrandamento dessas restrições pode advir de exigências especiais, como o cultivo de frutas em áreas sob manejo controlado e/ou a execução de tratamentos pós-colheita adicionais, geralmente dispendiosos, que promovam, porém, a segurança quarentenária (RAGA, 2005). Na atualidade, constitui um dos maiores grupos de insetos com importância econômica mundial, ocorrendo desde a região temperada até a tropical, com exceção das áreas árticas e desérticas, onde a vida vegetal é escassa (ZUCCHI, 2001).

Dentre os tefritídeos de importância econômica no cenário agrícola brasileiro, destacam-se o gênero *Anastrepha* e a espécie *Ceratitis capitata* (Wiedemann, 1824), cujas plantas consideradas hospedeiras preferenciais pertencentes às famílias Anacardiaceae, Myrtaceae, Rosaceae, Rutaceae e Sapotaceae (ALBERTIL et al., 2009; GARCIA et al., 2009; ZUCCHI, 2012; PERRE et al., 2016).

O gênero *Anastrepha* Schiner, 1868 (Diptera: Tephritidae) é considerado o mais diverso e economicamente mais relevante nas Américas (MARSARO JÚNIOR et al., 2013). Compreende aproximadamente 270 espécies conhecidas, distribuídas em trópicos e subtropicais Americano (NORRBOM et al., 2012), das quais 115 são registrados no Brasil (ZUCCHI, 2008). Destas, seis são particularmente importantes: *Anastrepha striata* (Schiner, 1868), *Anastrepha obliqua* (Macquart, 1835), *Anastrepha fraterculus* (Wiedemann, 1830), *Anastrepha grandis* (Macquart, 1846),

Anastrepha pseudoparallela (Loew, 1873) e *Anastrepha zenildae* (Zucchi, 1979). As espécies mais polífagas e amplamente distribuídas no país são *A. fraterculus* (97 espécies hospedeiras), *A. obliqua* (45) e *A. striata* (31) (ZUCCHI et al., 2011; DIAS et al., 2016; PERRE et al., 2016).

Plantas hospedeiras associadas com mais espécies do gênero *Anastrepha* pertencem às famílias Myrtaceae – *Psidium guajava* (Linnaeus, 1753) (11 espécies) e *Piper guineense* (Schumach, 1827) (6) – e Anacardiaceae – *Spondias mombin* (Linnaeus, 1753) (7). As famílias com mais hospedeiros associados com espécies de *Anastrepha* são Myrtaceae (12 espécies), Anacardiaceae (7), Melastomataceae e Moraceae (6 espécies em cada uma), Fabaceae e Sapotaceae (5 espécies em cada uma) (ZUCCHI et al., 2011; LEMOS et al., 2015; LOPES et al., 2015).

A mosca-das-frutas sul-americana é uma espécie com ampla distribuição na América do Sul (com exceção do Chile), e de destaque no Brasil sendo o tefritídeo nativo de maior ocorrência e distribuição, causando prejuízos a fruticultura de clima temperado por ser uma importante praga das frutíferas cultivadas. Os prejuízos são causados tanto pelos adultos que ovipositam nos frutos como pelas larvas que, ao se alimentarem da polpa, fazem galerias alterando o sabor e prejudicando a produção e comercialização *in natura* dos mesmos (BOTTON et al., 2014).

A mosca-do-mediterrâneo, *C. capitata*, é uma das pragas mais destrutivas na fruticultura do mundo. A espécie é originária da África e não é conhecido o seu estabelecimento no território continental americano. *C. capitata*, é considerada a espécie mais nociva entre os tefritídeos, causa mais prejuízos à agricultura do que qualquer outra, especialmente por ser a mosca-da-fruta mais cosmopolita e invasora de todas (MALAVASI, 2009). O seu sucesso como espécie invasora é parcialmente devido à sua gama de hospedeiros e à sua capacidade para se adaptar a uma elevada diversidade de condições climáticas e habitats (MALACRIDA et al., 2007).

No Brasil, as moscas-das-mediterrâneo *Ceratitidis capitata* (Wied.) (Diptera: Tephritidae) é considerada um dos principais insetos pragas associada a fruticultura por estar distribuída praticamente em quase todo o território nacional e pelo fato de ser polífaga (ALVARENGA et al. 2007). As larvas de *C. capitata* desenvolvem-se em 374 espécies vegetais em todo o mundo, pertencentes a 69 famílias. No entanto, 40% pertencem a apenas cinco famílias: Rosaceae (11%), Rutaceae (9%), Solanaceae (9%), Sapotaceae (6%) e Myrtaceae (5%) (LIQUIDO et al., 1998). No Brasil, os hospedeiros preferenciais de *C. capitata* pertencem às famílias Rutaceae

(laranja, tangerina, pomelo), Rubiaceae (café), Rosaceae (pêssego, ameixa, nectarina) e Combretaceae (chapéu-de-sol), ou seja, em hospedeiros exóticos (MALAVASI, 2009; LOPES et al., 2015).

2.2.2 Danos

As moscas-das-frutas estão entre as pragas de maior expressão econômica na fruticultura mundial por causarem danos severos em diversas partes das plantas: órgãos de reprodução, frutas com polpa e flores (SILVA; BATISTA, 2015).

As fêmeas perfuram a epiderme do fruto com o seu ovipositor para colocar os ovos, através da punctura pela casca, e após a eclosão, as larvas alimentam-se da polpa dos frutos, deixando-os impróprios para consumo tanto *in natura* como para industrialização (MOYANO et al., 2013). Já os danos indiretos são causados por agentes patogênicos que ingressam pelas feridas causadas pela fêmea, o que provocam o apodrecimento dos frutos e sua perda total. Estes ao caírem favorecem a ocorrência de outros problemas fitossanitários (NASCIMENTO et al., 2000; MOYANO et al., 2013).

Além disso, os prejuízos podem refletir no mercado externo, pela diminuição da quantidade exportada e, principalmente pelas restrições fitossanitárias impostas pelos países importadores. São pragas que representam o maior obstáculo ao livre trânsito de frutas *in natura* no comércio internacional (NÚÑEZ-CAMPERO et al., 2014).

2.2.3 Controle

O controle de moscas-das-frutas vem sendo feito principalmente pelo manejo químico, mas, atualmente, os programas de manejo integrado têm se destacado, incentivando o desenvolvimento e a utilização de outros métodos (ALVARENGA et al., 2006; GARCIA; RICALDE, 2013). O controle de moscas-das-frutas baseia-se na integração de vários métodos, uma vez que esses insetos apresentam características que os distinguem como pragas-chaves e de importância quarentenária, como alta taxa de fecundidade, elevada percentagem de fertilidade, alta capacidade de dispersão de adultos e facilidade de colonização sob diferentes condições ecológicas (RAGA, 2005).

Existem vários métodos de controle de moscas-das-frutas como o químico, físico, biológico, mecânico, cultural, etc. A escolha de um ou conjunto desses métodos vai depender da população da praga, da área cultivada e dos meios de que se dispõe para a aplicação do método de controle (NAVA; BOTTON 2010; HÄRTER et al., 2015).

2.2.4 Controle cultural-mecânico

Frutos não comercializados, que permaneçam na planta ou caídos no solo, devem ser descartados em valas, cobertos com uma camada mínima de 20 cm de solo bem compactado em profundidades inferiores, os adultos poderão sair à superfície. Pode ser também destinado para o uso em alimentação animal ou queimá-los (PARANHOS et al., 2013). O ensacamento de frutos é uma prática de custo elevado; entretanto, pode ser aplicada quando outras alternativas não forem viáveis e em casos de populações muito altas (LIPP; SECCHI, 2002). Devem-se recolher, rapidamente, os frutos não comercializados para evitar que as moscas completem o ciclo. Adultos de moscas-das-frutas podem voar até 10 km de distância com auxílio de correntes de vento e acima de 10 m de altura. Logo, o uso de barreiras físicas ao redor dos pomares é ineficiente (PARANHOS et al., 2013).

2.2.5 Controle químico

O controle de moscas-das-frutas tem como base as pulverizações de inseticidas fosforados em cobertura que controlam adultos e ovos/larvas no interior dos frutos. Este método de controle foi eficaz por várias décadas, sem haver relatos de populações resistentes (KOVALESKI et al., 2000; KOVALESKI; RIBEIRO, 2003; SCOZ et al., 2004; MACHOTA JUNIOR et al., 2013). A pulverização em cobertura total das plantas deve ser adotada, exclusivamente, durante o período do inchamento dos frutos, quando se constatar a presença da mosca através do monitoramento (MACHOTA JUNIOR et al., 2013; AGROFIT, 2016).

Para esse tipo de aplicação, usa-se um inseticida que tenha ação de profundidade, ou seja, que mate as larvas eclodidas no interior do fruto nos dias seguintes à pulverização (KOVALESKI; RIBEIRO, 2003). Os produtos empregados para o controle das moscas-das-frutas têm sido basicamente os fosforados com

destaque para malationa (Malathion 1000 EC), clorpirifós (Lorsban 480 BR) e fosmete (Imidan 500 WP) (KOVALESKI; RIBEIRO, 2003; AGROFIT, 2016).

A aplicação de inseticidas fosforados em cobertura para controle de moscas-das-frutas apresenta maiores efeitos sobre adultos e larvas no interior dos frutos proporcionando uma mortalidade elevada, sendo eficaz por mais de 65 anos, sem haver casos relatados de seleção de populações resistentes o Brasil (RAGA; SATO, 2005; NONDILLO et al., 2007; MACHOTA JUNIOR et al., 2013).

Os inseticidas organofosforados, entretanto, caracterizam-se por apresentar elevada toxicidade, baixa seletividade aos inimigos naturais e grande período de carência levando a uma preocupação crescente sobre os efeitos dos resíduos nos alimentos e no ambiente (NAVA; BOTTON, 2010). Por estes motivos, o emprego dos organofosforados está sendo revisto nos Estados Unidos da América pela Environmental Protection Agency, na Europa e no Brasil, pela Agência Nacional de Vigilância Sanitária (ANVISA, 2015).

Por consequência, é fundamental a busca de novas alternativas de controle principalmente para o período de pré-colheita das frutas quando há uma maior incidência da praga nos pomares e os problemas com resíduos tóxicos é cada vez maior (BOTTON et al., 2012).

2.2.6 Controle biológico

Entre predadores, patógenos e parasitoides das moscas-das-frutas que atuam no controle biológico, este último grupo de agentes constitui um dos principais mecanismos de redução natural das populações, podendo agir nas fases de larva, pupa e ovo de moscas-das-frutas (NICÁCIO et al., 2011). O controle biológico de moscas-das-frutas com uso de parasitoides (Hymenoptera) vem recebendo uma maior atenção e sendo considerado como um método de controle promissor no manejo integrado de tefritídeos pragas (GARCIA; RICALDE, 2013; PONCIO et al., 2016). Segundo Carvalho (2005) os parasitoides são os principais organismos responsáveis pelo equilíbrio das populações de moscas-das-frutas, pois depositam seus ovos no hospedeiro onde eclodirão e completarão seu desenvolvimento larval, matando desta forma o inseto praga.

No Brasil, os parasitoides de tefritídeos mais frequentemente coletados pertencem às famílias: Braconidae, Figitidae, Eulophidae, Pteromalidae e Diapriidae,

sendo que a maioria pertence à família Braconidae (BITTENCOURT et al., 2012, SOUZA et al., 2012; GARCIA; RICALDE, 2013). Mais de 100 espécies de braconídeos (Hymenoptera) já foram identificadas como parasitoides de tefritídeos que infestam frutas em todo o mundo, com a maioria pertencente à subfamília Opiinae. No Brasil, os levantamentos de parasitoides de moscas-das-frutas realizados em diferentes regiões têm mostrado a ocorrência de várias espécies com diferentes índices de parasitismo (NUNES et al., 2012; GARCIA; RICALDE, 2013).

Dentre as espécies, nativas do Brasil, de parasitoides de *Ceratitis capitata* mais frequentes e abundantes, destaca-se o endoparasitoide, coinobionte, de vida solitária, *Aganaspis pelleranoi* (Brèthes, 1924) (Hymenoptera: Figitidae) (GONÇALVES et al., 2013). Além de ser parasitoide de larvas de *C. capitata* também parasita diversas espécies do gênero *Anastrepha* Schiner e da família Lonchaeidae (WHARTON et al., 1998; GUIMARÃES et al., 1999; OVRUSKI et al., 2000). Este parasitoide de origem Neotropical encontra-se distribuído desde o México até a Argentina (SILVINSKI; ALUJA, 2003).

Estudos faunísticos em diversas culturas demonstram que *A. pelleranoi* possui uma ampla distribuição geográfica, sendo registrado em todas as regiões brasileiras e com índice de parasitismo variando de 26% a 90% (SALLES, 1996; SOUZA et al., 2005; NUNES et al., 2012). O parasitoide de tefritídeos *A. pelleranoi* parasita preferencialmente aquelas larvas que se encontram em terceiro instar de desenvolvimento em relação às do primeiro e segundo instares, tanto no teste de livre escolha quanto no de confinamento (GONÇALVES et al., 2013).

Outro parasitoide das moscas-das-frutas o braconídeo exótico *Diachasmimorpha longicaudata* (Ashmead, 1905) (Sinonímia: *Opius longicaudata* e *Biosteres longicaudata*) (Hymenoptera: Braconidae) originário do sudeste da Ásia e foi introduzido no Havaí no final da década de 40 para controlar moscas-das-frutas. A utilização de *D. longicaudata* no manejo integrado de pragas vem sendo feita com sucesso no Havaí, Flórida e Sul do México (HARRIS et al., 2007). No Brasil, o parasitoide foi introduzido pela primeira vez pela Embrapa Mandioca e Fruticultura em 1994, visando ao controle biológico de moscas das frutas neotropicais (*Anastrepha* sp. e *C. capitata*) (CARVALHO et al., 1998; PARANHOS et al., 2013).

O parasitoide de ovos e larvas de primeiro instar *F. arisanus* (Sonan, 1932) (Hymenoptera: Braconidae) é um solitário endoparasitoide que ataca várias espécies de tefritídeos de frutas, é conhecido por parasitar 21 espécies de moscas-das-frutas,

e pode desenvolver em pelo menos 18 espécies (ROUSSE et al., 2005; MONTOYA et al., 2009; PEREZ et al., 2013; GROTH et al., 2016).

Este parasitoide se desenvolve em larvas e ovos de moscas-das-frutas, e emerge da pupa em 18-20 dias pós-oviposição, ambos os sexos se encontram sexualmente maduros aos 5-6 dias de idade (MONTOYA et al., 2009). Embora parasite preferencialmente tefritídeos do gênero *Bractocera*, ele também se desenvolve em *C. capitata* e *A. fraterculus* (HARRIS et al., 2007; MANOUSKIS et al., 2011; GROTH et al., 2016). No Brasil, a vespa *F. arisanus*, foi introduzido pela Embrapa Meio Ambiente em 2012, para o controle de *Bactrocera carambolae* (Drew & Hancock, 1994) (Diptera: Tephritidae) na região Norte do país (PARANHOS et al., 2013; MAPA, 2015).

O uso de parasitoides de moscas-das-frutas não garante o controle total da praga, sendo recomendável associá-lo a outras medidas de controle que não interfiram no controle biológico e que mantenham uma boa condição sanitária da cultura (AGUIAR MENEZES, 2003; SILVA et al., 2013).

2.3 *Fopius arisanus*

Historicamente, *F. arisanus* é originário da região Indo-Austral-Asiática, onde foi encontrado parasitando ovos de *Bactrocera dorsalis* (Hendel, 1912) (Diptera: Tephritidae). Introduzido no Havaí em 1947, onde se estabeleceu com sucesso, causando uma redução substancial de populações de *B. dorsalis* e *C. capitata*, tornando-se o parasitoide predominante destas pragas. Mais tarde em 2002 na Polinésia Francesa, em 2003 na Ilha Reunião e em várias outras partes do mundo (HARRIS; OKAMOTO, 1991; ROUSSE et al., 2006; VARGAS et al., 2012).

No Brasil, visando estabelecer um conjunto de medidas para evitar a dispersão de *Bactrocera carambolae*, esta espécie foi importada do Havaí em 2012, pela Embrapa Meio Ambiente para a liberação nas áreas de ocorrência desta praga na região Norte do país (PARANHOS et al., 2013; MAPA, 2015).

Embora, o parasitoide apresente preferência para ovos e larvas de moscas-das-frutas do gênero *Bactrocera*, estudos indicam que o mesmo pode ser utilizado para controle de *C. capitata* e *A. fraterculus* (VARGAS et al., 2002; BOKONONGANTA et al., 2007; GROTH et al., 2016), assim como verificado em estudos realizados no Havaí (WANG; MESSING, 2003; ZENIL et al., 2004). Este parasitoide,

além de ser utilizado em liberações inoculativas, também possui potencial para ser utilizado em liberações inundativas (BAUTISTA et al., 2004; MANOUKIS et al., 2014). *F. arisanus* é um importante parasitoide de tephritídeos por duas razões. Primeiro é um dos três parasitoides da subfamília Opiinae conhecido que infesta hospedeiro em estágio de ovo-larva. Em segundo lugar, ele tem uma vasta gama de potenciais hospedeiros da mosca-das-frutas. Talvez devido à sua história de vida, *F. arisanus* tem sido usado com sucesso para um controle biológico de moscas-das-frutas em múltiplas regiões tropicais (MANOUKIS et al., 2014).

Fopius arisanus é um parasitoide solitário de ovos-larvas de moscas-das-frutas. Todos seus hospedeiros pertencem à família Tephritidae, sendo na maioria do gênero *Bactrocera*. Na atualidade conhece-se que parasita mais de 21 espécies de moscas-das-frutas, daqueles, em 18 espécies seu desenvolvimento tem diferente grau de êxito (QUIMIO; WALTER, 2001; ROUSSE et al., 2005; MONTOYA et al., 2009; PEREZ et al., 2013; GROTH et al., 2016).

Esta espécie de parasitoide é sinovigénico, as fêmeas emergem como adultos com pequeno número de ovos. Fêmea e machos podem acasalar mais de uma vez durante sua vida, os machos só após do quarto dia da emergência, ambos os sexos se encontram sexualmente maduros aos 4-6 dias de idade (RAMADAN et al., 1992; QUIMIO; WALTER, 2000; MONTOYA et al., 2009).

Mesmo que outros himenópteros *F. arisanus* é uma espécie haplo-diplóide, só produz descendentes fêmeas a partir de ovos fertilizados, sem acasalamento predominam os descendentes machos. Em condições do laboratório as fêmeas podem ovipositar 102 ovos no período de 24 horas e 800 ovos durante sua vida (FLANDERS, 1950; MONTOYA et al., 2009).

Os adultos emergem dos pupários com aproximadamente 18-22 dias pós-oviposição (a 25°C), as fêmeas emergem após os machos e podem sobreviver em média 57 dias (ZENIL et al., 2004; MANOUKIS et al., 2011). As fêmeas podem realizar superparasitismo, para parasitoides solitários, o superparasitismo pode ocorrer sob as mesmas condições que favorecem a oviposição em hospedeiros de baixa qualidade. Assim, o superparasitismo pode não ocorrer quando há abundância de hospedeiros não parasitados (WANG; MESSING, 2008).

Os ovos de algumas espécies dos hospedeiros são sensíveis ao trauma realizado pelo ovipositor das vespas, podendo matar seu hospedeiro ainda nesta fase, o qual resulta num baixo porcentual de emergência de adultos. Este fato faz ao

parasitoide um agente de controle biológico mais eficiente. No entanto, é prejudicial para o estabelecimento desta espécie nos programas de controle biológico das moscas-das-frutas (MONTROYA et al., 2009).

As dietas artificiais utilizadas em laboratório para alimentar inimigos naturais variam desde uma simples solução açucarada até alimentos nutricionalmente completos, mas o efeito do tipo de açúcar pode variar entre os parasitoides (TOMPKINS et al., 2010). O honeydew pode satisfazer a necessidades nutricionais do parasitoide, mas tem pior qualidade que o néctar (FARIA et al., 2007; VOLLHARDT et al., 2010).

As fontes ricas em carboidratos podem aumentar o potencial do parasitoide no controle biológico, sendo facilmente convertidos em energia resultando em melhoria nas características biológicas dos parasitoides (HOGERVORTS et al., 2007; WAKEFIELD et al., 2010). A ausência destas substâncias, dependendo da espécie do parasitoide pode afetar a fecundidade, longevidade, maturação dos ovos, razão sexual da progênie e no tempo em que as fêmeas gastam para encontrar seu hospedeiro, influenciando seu potencial de colonização (ONAGBOLA et al., 2007; LIGHTLE et al., 2010). Parasitoides atingem maior potencial de controle com fontes adequadas de alimento (FARIA et al., 2008).

2.4 Iscas tóxicas

Uma opção para a supressão populacional das moscas-das-frutas é o emprego de iscas tóxicas (RAGA; SATO, 2005; HÄRTER et al., 2010; NAVA; BOTTON, 2010; RIBEIRO, 2010). Essa prática objetiva reduzir a infestação dos adultos que se deslocam para o interior dos pomares a partir de hospedeiros alternativos localizados próximo aos cultivos (KOVALESKI et al., 1999).

Um dos primeiros registros do uso de iscas tóxicas para controle de moscas-das-frutas foi feito por Steiner (1952), com emprego de açúcar mascavo misturado com inseticida parationa aplicado em goiabas no Havaí, para controle da mosca do mediterrâneo *C. capitata* e *B. dorsalis*. Pouco depois, estudos feitos com iscas tóxicas a base de proteína e inseticidas passaram a ser testadas para controle de mosca-das-frutas em plantações de melão (NISHIDA et al., 1957). Na América do Sul, o uso de iscas tóxicas é relatado como uma prática comum desde a década de

60 na Argentina (TURICA et al., 1971) e no Brasil em pomares de citros (ORLANDO; SAMPAIO, 1973).

O sistema apresenta a vantagem de aplicação em menor área, controle da população no início da infestação, redução de danos por evitar a postura das fêmeas e redução do risco da presença de resíduos nos frutos (BOTTON et al., 2014). Os adultos são facilmente controlados com aplicação de isca tóxica contendo atrativos proteicos, devido a extrema demanda por estes componentes alimentares presentes nas formulações, porém a medida que os insetos tornam-se mais velhos o interesse pelas iscas tóxicas passa a ser progressivamente menor (PROKOPY et al., 1992).

Dois fatores principais devem ser considerados na escolha dos atrativos para formulação de iscas tóxicas: a capacidade atrativa, favorecendo a aproximação do inseto à isca, e o efeito fagoestimulante ou resposta alimentar (VARGAS et al., 2002; PELZ et al., 2005), incrementando o consumo da isca que resulta na intoxicação dos indivíduos. Desta forma, a avaliação da resposta alimentar por meio de bioensaios de ingestão é fundamental para conhecer o efeito de formulações que contém inseticidas com baixa ação de contato e fumigação (BORGES et al., 2015).

As iscas tóxicas são formuladas nas propriedades misturando proteína hidrolisada ou melaço de cana-de-açúcar com inseticidas, geralmente organofosforados (HÄRTER et al., 2010). No entanto, a persistência das iscas tóxicas é reduzida quando exposta a fatores ambientais, como umidade e radiação solar, em períodos de quatro até sete dias (RAGA, 2005; BOTTON et al., 2014), gerando a necessidade de reaplicações após as chuvas. Esse é um dos fatores limitantes à adoção generalizada das iscas tóxicas pelos fruticultores (VARGAS et al., 2010).

Contudo, pouco se sabe sobre o efeito dessas iscas tóxicas sobre organismos benéficos, como o parasitoide de ovos e larvas *F. arisanus* (WANG et al., 2005). Diferentes formulações de iscas tóxicas para controle de adultos de mosca-das-frutas podem ocasionar efeitos adversos sobre seu normal desenvolvimento comprometendo, no campo, o potencial natural deste organismo e outros parasitoides de tefritídeos (WANG et al., 2011).

Certas formulações de iscas tóxicas para o controle de moscas-das-frutas podem resultar seletivas ou com efeitos nocivos reduzidos sobre os parasitoides. A seletividade da isca sobre os parasitoides dependerá do tipo de atrativo usado na

formulação, sendo esta composição de maior ou menor nível de atração pelo inseto (ZANARDI, 2011).

2.5 Seletividade de produtos fitossanitários

A seletividade de produtos fitossanitários consiste na propriedade de controlar a praga visada de forma efetiva com o menor impacto possível aos demais componentes do agroecossistema, ou, ainda, contextualizando ao MIP, a propriedade que um produto tem de possuir baixos efeitos sobre os inimigos naturais, nas mesmas condições em que a praga visada é controlada com sucesso (FOERSTER, 2002).

A seletividade de um produto fitossanitário pode ser classificada de duas maneiras em seletividade ecológica e seletividade fisiológica. A seletividade ecológica relaciona-se a formas de utilização dos inseticidas de modo a reduzir a exposição do inimigo natural ao inseticida. A seletividade fisiológica se deve ao uso de inseticidas que sejam mais tóxicos à praga que a seus inimigos naturais (RIPPER et al., 1951; FERNANDES et al., 2013).

A maneira como os inseticidas influenciam na sobrevivência e/ou permanência de um inimigo na área não é definida apenas como o efeito letal do produto. De fato, há diversos efeitos negativos causados por produtos fitossanitários, em inimigos naturais, o que torna de alta importância o conhecimento a cerca dos efeitos não letais (COSTA et al., 2014; SOUZA et al., 2014; MOSCARDINI et al., 2015).

Existem diversas razões pelas quais um inimigo natural pode ser mais ou menos suscetível aos produtos fitossanitários, dentre elas o tipo (parasitoide ou predador), a espécie, a sensibilidade do estágio de vida do indivíduo (ovo, larva pupa ou adulto), o estágio de desenvolvimento do hospedeiro, a taxa de aplicação do produto, o período da aplicação e o modo de ação do produto (CARVALHO et al., 2005; PEDROSO et al., 2012; OLIVEIRA et al., 2013).

A utilização de iscas tóxicas para o controle da mosca-das-frutas é uma técnica utilizada em grande escala em programas de erradicação em áreas amplas (RAGA, 2005; HÄRTER et al., 2015). O uso de iscas tóxicas é uma técnica que favorece a seletividade dos agrotóxicos, atualmente existe vários atrativos para uso em formulações de iscas contendo repelentes, tornando a sua aplicação mais

segura sendo seletiva para espécies de parasitoides e outros insetos benéficos (KAKANI et al., 2010; DAANE et al., 2015; SIDERHURST et al., 2016).

O atrativo alimentar Biofruit[®] é a melhor opção para o uso nas formulações de iscas tóxicas, porém o preparo deve ser feito preferencialmente utilizando atrativos proteicos devido a sua maior seletividade em relação ao melaço ou açúcar para insetos polinizadores, predadores e parasitoides (VARGAS et al., 2002; STARK et al., 2004; BORGES et al., 2015). Autores destacam a isca comercial de pronto uso para controle de moscas-das-frutas Success 0,02 CB[®] conhecido internacionalmente como GF-120, uma das substâncias menos tóxicas e mais seletivas para os parasitoides *D. longicaudata* e *F. arisanus* (WANG et al., 2005; RUIZ et al., 2008; FLORES et al., 2011).

Os efeitos sub-letais podem comprometer o êxito reprodutivo dos inimigos naturais, esterilizando e reduzindo a capacidade das fêmeas em realizar a oviposição, alterando a viabilidade de ovos ou causando impacto na razão sexual. Adicionalmente, o comportamento de forrageamento e a mobilidade podem ser modificados, influenciando a capacidade do parasitoide ou predador em encontrar o hospedeiro (VIANNA et al., 2009; WANG et al., 2013; FONSECA et al., 2015).

3. Material e Métodos

Os experimentos foram realizados nos Laboratórios de Entomologia da Embrapa Clima Temperado de Pelotas-RS e no Laboratório de Manejo Integrado de Pragas (LabMIP) do Departamento de Fitossanidade, na Faculdade de Agronomia Eliseu Maciel da Universidade Federal de Pelotas (UFPeI).

3.1 Criação dos insetos

Os insetos utilizados nos experimentos foram obtidos das criações estabelecidas no Laboratório de Entomologia da Embrapa Clima Temperado em salas climatizadas, com temperatura de $25 \pm 2^\circ\text{C}$, umidade relativa do ar de $70 \pm 10\%$ e fotofase de 12 horas.

3.1.1 Criação de *Ceratitis capitata*

Os adultos foram mantidos em gaiolas plásticas (40 cm x 30 cm x 30 cm), sendo fornecido água e alimentos com dieta a base de açúcar refinado, germe de trigo e levedura de cerveja (Bionis[®] YE NS + MF) na proporção de (3:1:1), respectivamente, fornecidos em uma caixa tipo Gerbox[®] (11,5 cm x 11,5 cm x 3,5 cm) (NUNES et al., 2013). Para a obtenção dos ovos foi instalado em uma das laterais da gaiola tecido “voile” branco, onde as fêmeas ovipositam os quais acabam caindo em uma bandeja contendo uma lâmina de água destilada. A atração das fêmeas para o tecido de oviposição foi realizada com a colocação de lâmpadas fluorescentes próximas ao mesmo (KAMIYA, 2010).

A cada 24 horas, os ovos foram coletados e transferidos para Erlemeyer (500 mL), sendo então submetidos a um processo de aeração por um período de 24 horas a 25°C . Para o desenvolvimento larval, cerca de 0,65 mL de ovos (± 15.000

ovos) foram colocados sobre papel filtro em um recipiente contendo 300 mL de dieta artificial. A dieta utilizada para o desenvolvimento das larvas e a metodologia de preparo foram aquelas descritas por Salles (1992), modificando-se apenas a quantidade de ágar adicionado à dieta, que era de 10 g e foi reduzida para 3,6 g (NUNES et al., 2013). Para a pupação, as larvas foram retiradas da dieta na fase de pré-pupa com o auxílio de uma peneira e água corrente, sendo, posteriormente, depositadas em bandejas contendo vermiculita fina, onde ocorreu a pupação. Posteriormente, a vermiculita foi peneirada e os pupários obtidos foram armazenados até a emergência (KAMIYA, 2010; GONÇALVES et al., 2013).

3.1.2 Criação de *Fopius arisanus*

Os adultos dos parasitoides foram mantidos em gaiolas plásticas (37,7 x 25 x 21 cm) com aberturas nas laterais e na parte superior onde foi colocada uma tela antiáfida para evitar a saída dos parasitoides e propiciar ventilação nas gaiolas (Fig. 1A). Na parte interior foi realizada uma abertura e instalado tela para evitar a fuga dos parasitoides e permitir o parasitismo dos ovos de *C. capitata*. Os ovos ofertados de 24 horas de idade foram depositados sobre papel filtro (7 cm de diâmetro), o qual foi colocado em placa de acrílico de tamanho mediano (8cm de diâmetro) contendo ágar (Fig. 1B). No interior da gaiola foi colocado um frasco de 50 mL contendo água, fornecida por capilaridade por meio de uma tira de pano esponja vegetal. Os parasitoides foram alimentados com uma solução aquosa de mel na concentração de 80% absorvido em pano esponja (Spontex[®]) e disponibilizado em placa de Petri (3 cm de diâmetro x 1,5 cm de altura).

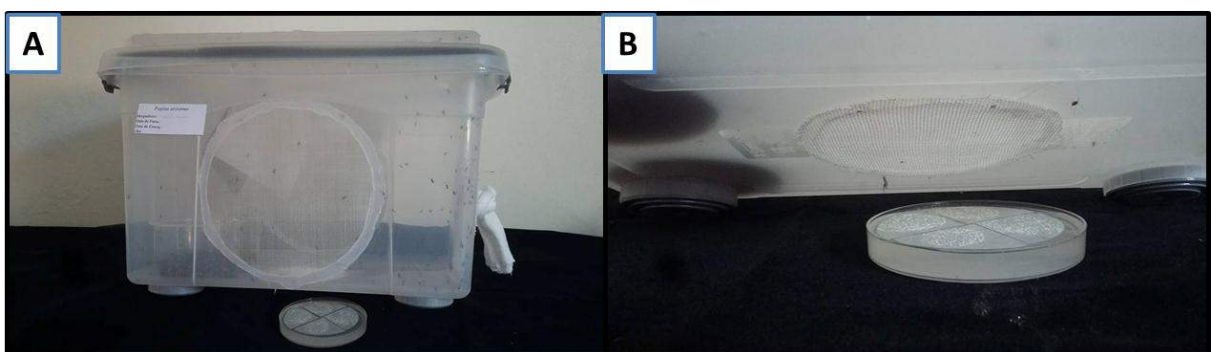


Figura 1. Gaiola utilizada para a criação de adultos de *Fopius arisanus*. (A) detalhe lateral da gaiola com adultos de *F. arisanus* no seu interior; (B) detalhe da parte inferior da gaiola demonstrando a abertura feita para acoplar a placa de acrílico em que é disponibilizado os ovos de *Ceratititis capitata* para as fêmeas de *F. arisanus*.

Foram ofertados aproximadamente 2,5 mil ovos (0,2 mL) de *C. capitata* de 24 horas de idade. Utilizando um micropipetador LabMate® (Monocanal volume variável de 50 a 250 µl), os ovos foram depositado sobre papel filtro (7cm de diâmetro), o qual foi colocado em placa de acrílico de tamanho médio (8cm de diâmetro) contendo ágar (ARGOV; GAZIT, 2008). Posteriormente, os ovos foram expostos ao parasitismo de *F. arisanus* na parte inferior externa das gaiolas pelo período de 24 horas (Fig. 1B) (BAUTISTA et al., 1999; ARGOV et al., 2011).

Após o período de exposição, os ovos foram colocados sobre uma camada de dieta artificial (300mL) dentro de um recipiente plástico (15 cm largura x 24 cm comprimento x 6 cm altura) com capacidade de 1,2 litros (Fig. 2A). Decorridos 9 dias, as larvas foram separadas dos resíduos de dieta (Fig. 2B) e colocadas em recipientes plásticos (17 cm largura x 27,6 comprimento x 7 cm altura) contendo vermiculita, onde ocorreu a pupação (Fig. 2C). Posteriormente, a vermiculita foi peneirada com auxílio de uma peneira galvanizada (malha 0,29 mm) e os pupários obtidos foram armazenados em potes plásticos (13,5 cm comprimento x 12,5 cm largura 6,5 cm profundidade) até a emergência dos parasitoides (Fig. 2D) (GONÇALVES et al., 2013; NUNES et al., 2013).

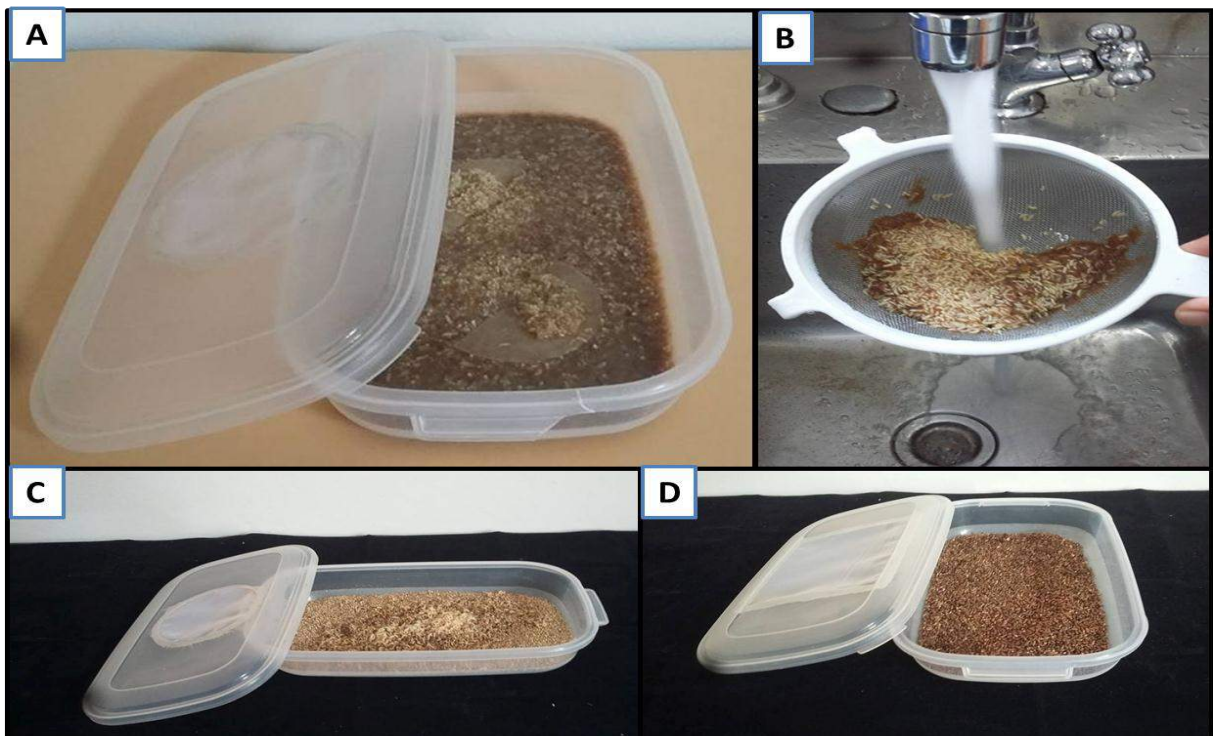


Figura 2. Metodologia de criação das fases de larva e pupa de *Fopius arisanus* (A) recipiente plástico com dieta artificial para desenvolvimento larval; (B) separação de larvas dos resíduos de dieta; (C) recipiente contendo vermiculita para pupação das larvas; (D) recipiente com pupários para emergência dos parasitoides.

3.2 Bioensaios

3.2.1 Efeito de diferentes fontes de alimento sobre *Fopius arisanus*

Um casal de *F. arisanus* recém-emergido foi individualizado em gaiola, os parasitoides foram separados por sexo, com base na presença do ovipositor (Fig. 3). A gaiola foi constituída de copo plástico (500 mL) com a parte superior contendo tecido de náilon, para permitir a aeração, e na porção oposta colocou-se uma tampa de caixa tipo Gerbox[®] (11,5 x 11,5 x 3,5 cm) que serviu como base para as gaiolas (Fig. 4A).

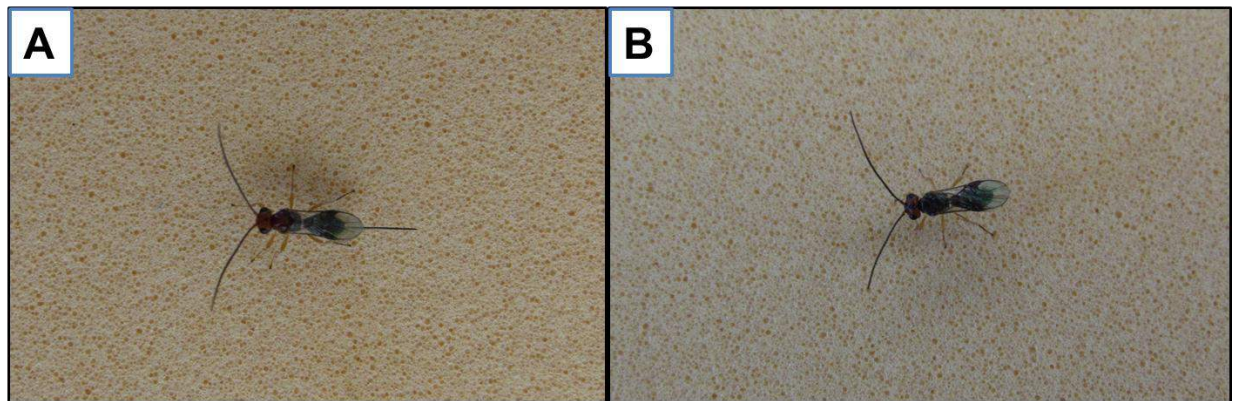


Figura 3. Adultos de *Fopius arisanus* (A) fêmea; (B) macho.

No interior das gaiolas foi ofertada água mais as fontes de alimento, para testar o efeito sobre os parasitoides. Os tratamentos foram: A) Biofruit[®] (3%); B) melaço de cana de açúcar (7%); C) mel (80%); D) água destilada e E) sem alimento (Tabela 1). A, B e C, foi oferecido uma gotícula sobre uma placa (2,5 x 2,5 cm) de papel parafilm utilizando seringa plástica de 5 mL, formando uma deposição de aproximadamente 4,0 mm de diâmetro por ponto, e água destilada foi oferecida em um frasco (15 mL) por capilaridade por rolete dental, exceto para tratamento sem alimento (Fig. 4B).

Tabela 1. Descrição dos tratamentos usadas em bioensaio efeito de fontes alimentos sobre *Fopius arisanus*.

Tratamentos	Concentração (%)
Biofruit [®] (proteína hidrolisada)	3*
Melaço de cana-de-açúcar	7
Mel	80
Água destilada	-
Sem alimento	-

*Concentração de produto comercial.

Diariamente, desde a emergência até a morte das fêmeas, foram ofertados 30 ovos de *C. capitata* de 24 horas de idade (GROTH et al., 2016), depositados sobre papel filtro (4 x 4 cm), o qual foi colocado em placa de acrílico de tamanho pequeno (4cm de diâmetro) contendo ágar (0,6%) (Fig. 4B). Após um período de 24 horas de exposição os ovos foram retirados e colocados dentro de um pote plástico (50 mL) sobre uma camada de dieta artificial (25 mL) (Fig. 5A), mesma utilizada para o desenvolvimento larval nas criações de manutenção (GROTH et al., 2016).

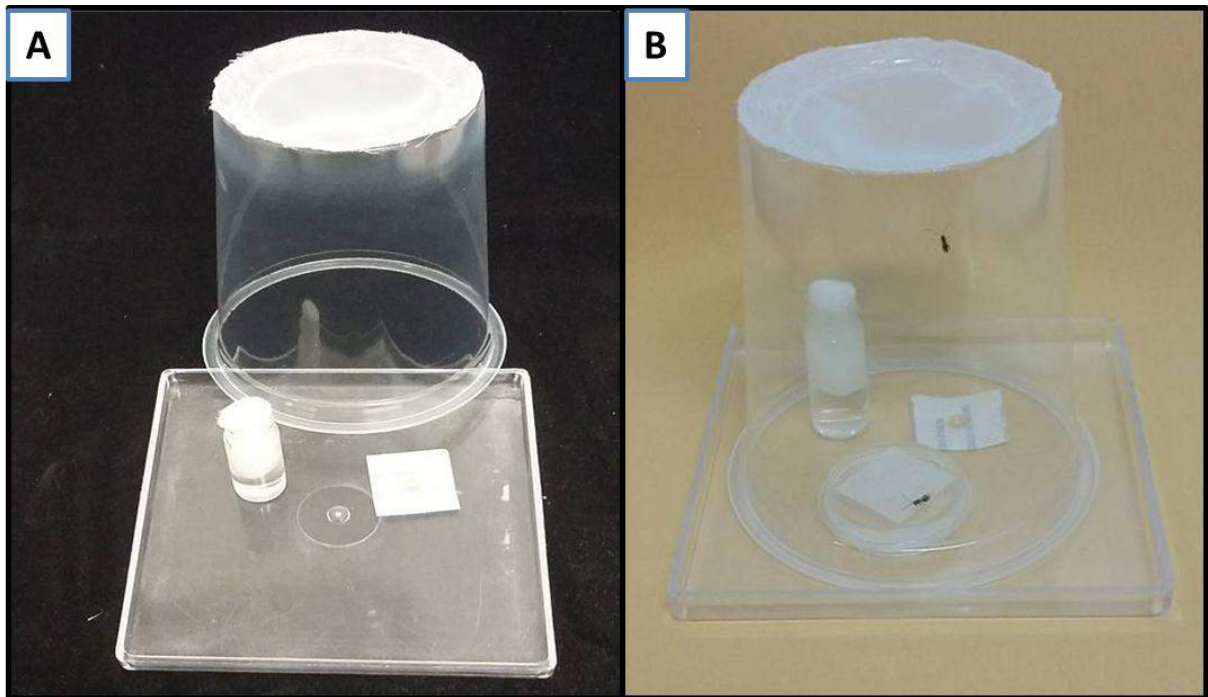


Figura 4. Gaiola utilizada para avaliar o efeito de diferentes fontes de alimento sobre *Fopius arisanus*. (A) gaiola confeccionada de copo plástico colocada sobre tampa de caixa plástica de Gerbox®, contendo papel parafilm e frasco com água destilada; (B) gaiola contendo um casal de *F. arisanus* e os ovos de *Ceratitidis capitata* dispostos sobre o ágar, no interior de uma placa.

No nono dia de desenvolvimento, as larvas foram retiradas da dieta e acondicionadas em frascos de acrílico (2,5 cm de diâmetro x 4,5 cm de altura) contendo vermiculita para ocorrer a pupação (Fig. 5B). Posteriormente, a vermiculita foi peneirada e os pupários obtidos foram armazenados até a emergência dos parasitoides para as posteriores avaliações (Fig. 5C).

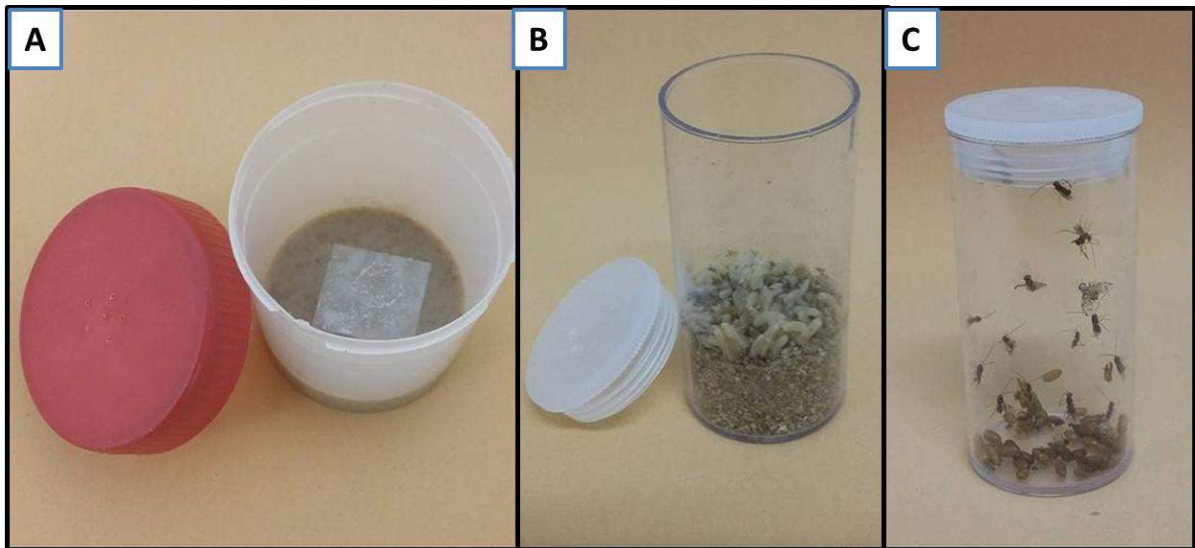


Figura 5. Desenvolvimento de *Fopius arisanus* em *Ceratitis capitata*. (A) Recipiente plástico contendo dieta artificial para desenvolvimento larval de *C. capitata* parasitadas por *F. arisanus*; (B) recipiente de acrílico contendo vermiculita para pupação das larvas de *C. capitata*; (C) recipiente de acrílico com adultos dos parasitoides emergidos.

O bioensaio foi conduzido em delineamento inteiramente casualizado, com 20 repetições por tratamento, constituídas por um casal de *F. arisanus* as unidades experimentais. Como testemunha, 30 ovos por cada um dos tratamentos não foram expostos aos parasitoides, mas foram mantidos sob mesmas condições experimentais. O fator de tratamento foi o efeito de diferentes fontes de alimentos sobre *F. arisanus*, a constar:

Os parâmetros biológicos avaliados foram o número de descendentes (ND), o percentual de parasitismo (P), e a razão sexual (rs). Além destes parâmetros biológicos, para avaliar o efeito de diferentes fontes de alimentos, também foi determinada a longevidade de machos e fêmeas assim como o percentual da viabilidade dos ovos.

A razão sexual foi determinada utilizando a equação: $rs = (\text{número de fêmeas}) / (\text{número de fêmeas} + \text{número de machos})$. O número de descendentes foi obtido pela equação: $ND = \text{número de parasitoides emergidos} + \text{número de parasitoides não emergidos (disseção das pupas)}$. O percentual de parasitismo foi determinado pela seguinte equação: $P (\%) = (\text{número de descendentes}) / (\text{número total de pupas obtidas}) \times 100$ (PONCIO et al., 2016).

3.2.2 Efeito de iscas tóxicas sobre *Fopius arisanus*

Foram utilizados grupos de 10 casais recém-emergidos, os quais foram mantidos em gaiolas constituídas de potes plásticos (1000 mL) com a parte superior contendo tecido de náilon, para permitir a aeração, e a tampa que serviu como base, a qual foi furada e instalada a tela para permitir parasitismo no momento de oferecimento dos ovos. Para alimentação dos adultos foi adicionada duas gotículas (4mm) de mel (80%) sobre uma placa (2,5 x 2,5 cm) de papel parafilm e água oferecida por capilaridade em um microtubo plástico (2 mL) contendo no interior papel filtro o qual foi inserido na parte lateral das gaiolas (Fig. 6).



Figura 6. Gaiola utilizada para avaliar o efeito de iscas sobre o parasitoide *Fopius arisanus*.

No oitavo dia de após da emergência foi retirado o alimento e, posteriormente (24 horas após) foram colocados os tratamentos no interior das gaiolas dispostos em duas gotas sobre uma placa de papel parafilm utilizando seringa plástica de 5 mL, formando uma deposição de aproximadamente 4,0 mm de diâmetro por ponto, reproduzindo a situação de aplicação a campo. Após 24 horas de exposição os tratamentos foram retirados e novamente foi colocado alimento. Os tratamentos foram: A) Malathion 1000 CE (0,15%)+Biofruit[®] (3%); B) Malathion 1000 CE (0,15%)+melaço de cana-de-açúcar (7%); C) Tracer[®] (0,02 %) +Biofruit[®] (3%); D) Tracer[®] (0,02 %) +Melaço de cana-de-açúcar (7%); E) Biofruit[®] (3%); F) melaço de cana-de-açúcar (7%); G) isca comercial Success 0,02 CB[®] e H) Mel (80%) (testemunha) (Tabela 2).

Tabela 2. Descrição dos tratamentos usados em bioensaio de efeito de iscas tóxicas sobre *Fopius arisanus*.

Tratamentos	Agente letal		Atrativo	Concentração (%)
	Ingrediente ativo*	Concentração (%)		
Malathion 1000 CE+Biofruit®	malationa (1,00 g i.a. L ⁻¹)	0,15	proteína	3
Malathion 1000 CE+melaço de cana-de-açúcar	malationa (1,00 g i.a. L ⁻¹)	0,15	açúcar	7
Tracer®+Biofruit®	espinosinas (0.096 g i.a. L ⁻¹)	0,02	proteína	3
Tracer®+Melaço de cana-de-açúcar	espinosinas (0.096 g i.a. L ⁻¹)	0,02	açúcar	7
Biofruit®	-	-	proteína	3
Melaço de cana-de-açúcar	-	-	açúcar	7
Success 0,02 CB®	espinosinas (0.024 g i.a. L ⁻¹)	-	**	-
Mel (testemunha)	-	-	açúcar	80

*Fonte: AGROFIT, 2016 (<http://agrofit.agricultura.gov.br>); ** mistura: açúcar, proteína, óleo, sorbato de potássio, acetato de amônio.

Foram ofertadas 300 ovos de *C. capitata* de 24 horas de idade para cada unidade experimental (GROTH et al., 2016), depositados sobre papel filtro (7cm de diâmetro), o qual foi colocado em placa de acrílico de tamanho mediano (8cm de diâmetro) contendo ágar (0,6%) (Fig. 7A). Posteriormente, os ovos foram expostos ao parasitismo de *F. arisanus* na parte inferior externo das gaiolas (Fig. 7B).

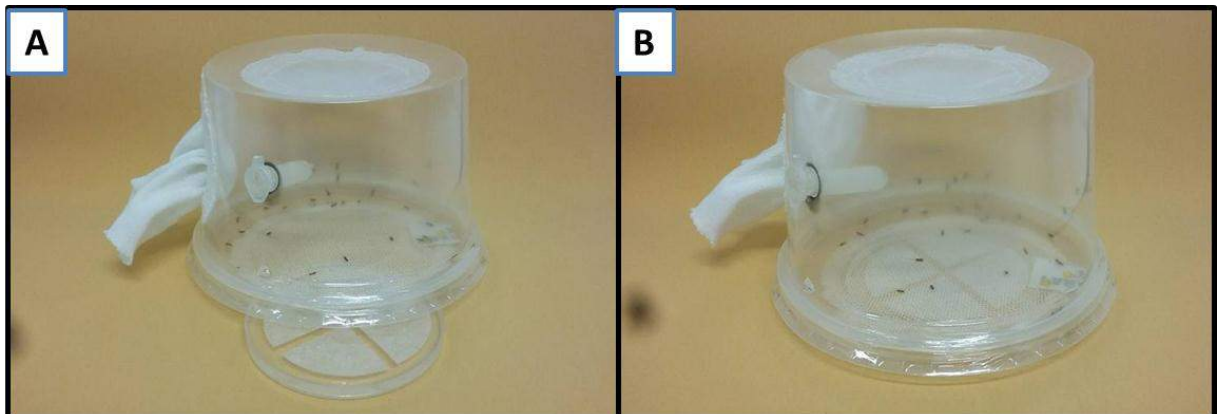


Figura 7. Placa de acrílico (A) contendo ovos de *Ceratitits capitata*; (B) ovos oferecidos as fêmeas do parasitoide *Fopius arisanus*.

Após um período de 24 horas de exposição dos ovos foram retirados e colocados dentro de um pote plástico (300 mL) sobre uma camada de dieta artificial (100 mL), mesma utilizada para o desenvolvimento larval das criações de manutenção (Fig. 8A). Os ovos foram oferecidos nos períodos de maior parasitismo aos 10, 13, 16 e 19 dias de idade dos parasitoides (GROTH et al., 2016). Aos nove dias de desenvolvimento, as larvas foram retiradas da dieta com auxílio de uma

peneira e água corrente, e acondicionada em potes plásticos (300 mL) contendo vermiculita para ocorrer a pupação (Fig. 8B). Posteriormente, a vermiculita foi peneirada e as pupas foram acondicionadas em potes plásticos (Fig. 8C). Do número total de pupas recuperadas de cada um dos tratamentos, 100 pupas ao azar foram dispostos em recipiente plástico até a emergência dos parasitoides para as posteriores avaliações do percentual de parasitismo (Fig. 8D).

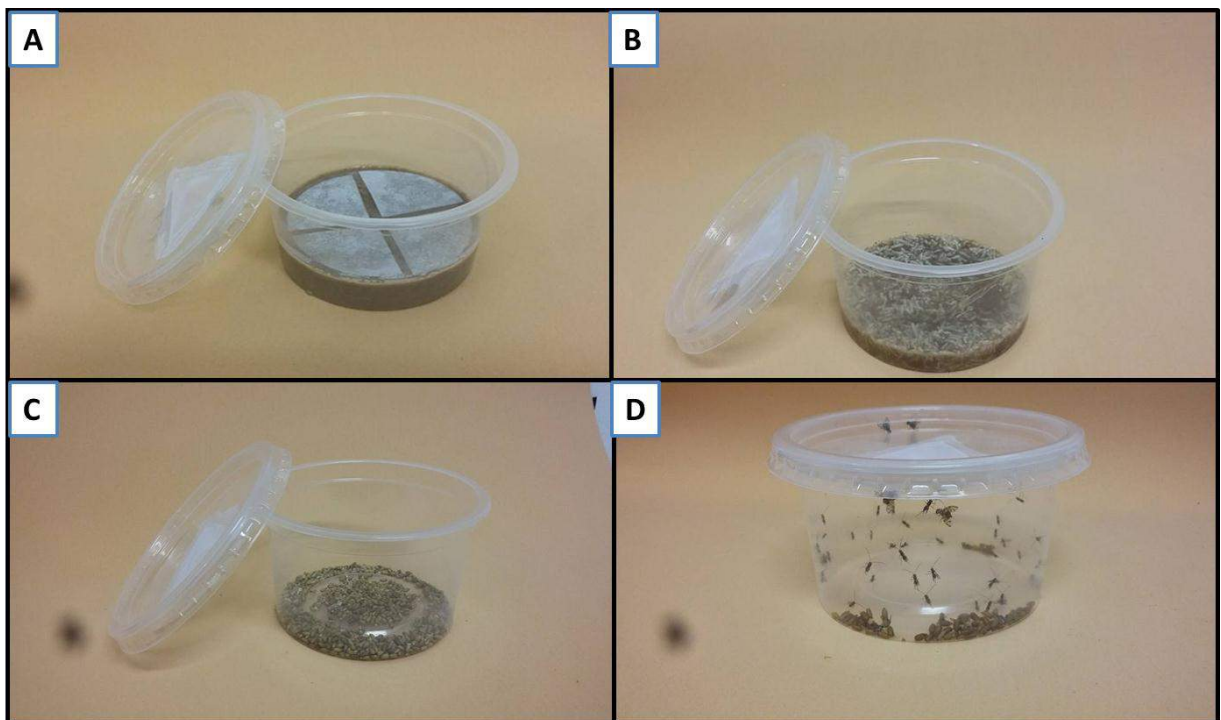


Figura 8. Sequência de desenvolvimento de *Fopius arisonus* em hospedeiro *Ceratitis capitata*. (A) recipiente plástico com dieta artificial para desenvolvimento larval; (B) larvas no último instar de desenvolvimento; (C) recipiente contendo pupas; (D) adultos de parasitoide e moscas-das-frutas.

O bioensaio foi conduzido em delineamento inteiramente casualizado, com cinco repetições por tratamento constituídas por dez casais de *F. arisonus*. O fator de tratamento testado foi efeito de iscas tóxicas para o controle de moscas-das-frutas sobre *F. arisonus*. As variáveis analisadas foram percentuais de parasitismo (P), número de descendentes e a razão sexual (rs). Além destes parâmetros biológicos, para avaliar o efeito de diferentes iscas tóxicas, também foi determinada a longevidade de machos e fêmeas assim como a classificação da seletividade das iscas tóxicas ao parasitoide *F. arisonus*.

A classificação das iscas tóxicas foi de acordo com as diretrizes da IOBC (*International Organization of Biological and Intergrated Control of Noxious Animals and Plants*), os métodos normalizados se baseiam em utilizar as formulações

comerciais, expondo os inimigos naturais à dosagem de campo (formulações de iscas tóxicas) recomendada para a cultura. Para classificar as iscas tóxicas quanto ao impacto sobre o parasitoide *F. arisanus* aos resultados foram aplicadas as Classes da IOBC (BOLLER et al., 2005).

3.2.3 Efeito sub-letal de iscas tóxicas sobre *Fopius arisanus*

O bioensaio foi conduzido em delineamento inteiramente casualizado, com quatro repetições, foram utilizados parasitoides *F. arisanus*, descendentes (F1) dos tratamentos: Proteína hidrolisada (Biofruit[®] 3%); Melaço de cana (7%); Isca comercial Success 0,02 CB[®] e Mel (80%) (testemunha), onde o percentual de mortalidade não atingiu mais 50%. Nas gaiolas, o oferecimento dos tratamentos e as condições experimentais utilizadas foram as mesmas descritas no bioensaio de efeito de iscas tóxicas sobre *F. arisanus*.

As variáveis avaliadas foram o percentual de parasitismo (P), e a razão sexual (rs). Além destes parâmetros biológicos, para avaliar o efeito sub-letal de diferentes iscas tóxicas, também foi comparado o percentual de parasitismo inicial e final de *F. arisanus* sobre ovos de *C. capitata*.

Para determinar o percentual de parasitismo inicial de *F. arisanus* sobre ovos de *C. capitata*, após o término do período de exposição de 24 horas, 50 ovos foram transferidos para uma placa de acrílico (4cm de diâmetro) contendo solução de hipoclorito de sódio 2,5% (Fig. 9A) (MORETTI; CALVITTI, 2003).



Figura 9. Processo para retirar o córion dos ovos de *Ceratitidis capitata*. (A) placa de acrílico, sob ocular contendo ovos em solução de hipoclorito de sódio 2,5%; (B) detalhes dos ovos antes de sofrerem ação do hipoclorito de sodio; (C) ovos cujo córion foi retirado para avaliação da postura de *Fopius arisanus*.

Após aproximadamente 2 minutos, a solução foi removida com água destilada usando uma pipeta. Neste processo o córion dos ovos do hospedeiro foi removido (Fig. 9C). Usando um pincel os ovos foram colocados em uma placa sob estereomicroscópio Binocular (aumento 32x) para observar os ovos de *F. arisanus* no interior do hospedeiro (Fig. 10) (MORETTI; CALVITTI, 2003; MERKEL, 2014).

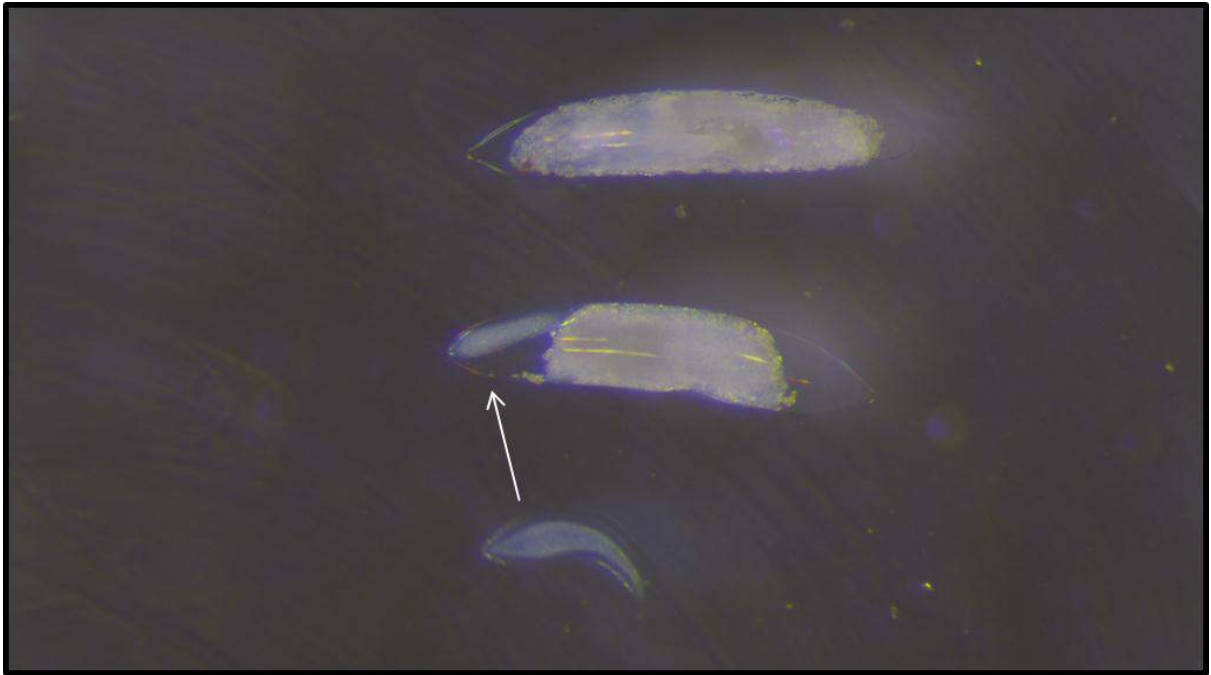


Figura 10. Ovos de *Ceratitis capitata* parasitados por *Fopius arisanus* na fase embrionária.

3.3 Análises estatísticas

Os dados obtidos dos percentuais de parasitismo e número de descendentes foram submetidos à análise de variância (ANOVA) (HOPE, 2013), e quando significativas, as médias foram comparadas pelo teste de Tukey (MENDIBURU, 2016). Para razão sexual, as proporções médias dos tratamentos foram comparadas pelo teste Qui-quadrado de Pearson, o qual foi realizado levando-se em consideração as frequências observadas das fêmeas em relação à frequência observada da população inteira (machos + fêmeas). As análises foram realizadas com o auxílio do programa estatístico R (R Development Core Team, 2016). O nível de significância dos testes foi de $\alpha=0,05$.

Para a variável longevidade foram construídas curvas de sobrevivência por meio do estimador Kaplan-Meier, os resultados da sobrevivência dos parasitoides

foram comparados entre si utilizando o teste de log-rank com o programa estatístico R (R Development Core Team, 2016).

A redução na capacidade de parasitismo para cada isca foi determinada através da comparação com a testemunha (mel 80%) e calculada por meio da fórmula $RP = [1 - (P/p)*100]$, onde RP é a porcentagem de redução no parasitismo, P é o valor do resultado do parasitismo médio de cada isca tóxica (tratamento) e p o parasitismo médio observado para o tratamento-testemunha. Com base nas porcentagens de reduções no parasitismo com adultos de *F. arisanus* as iscas testadas foram classificadas, segundo IOBC/WPRS, em: 1) inócuo (<30%); 2) levemente nocivo (30-79%); 3) moderadamente nocivo (80-99%), e 4) nocivo (>99%) (BOLLER et al., 2005).

4 Resultados e Discussão

4.1 Efeito de diferentes fontes de alimento sobre adultos de *Fopius arisanus*

O percentual de parasitismo foi maior nas fêmeas alimentadas com mel (80%) e melaço de cana-de-açúcar (7%), diferindo significativamente das demais fontes de alimento oferecidas Biofruit® (3%), água destilada e sem alimento ($F= 23,64$; $GL= 4$; $P= 0,05$) (Tabela 3). O número médio de descendentes de *F. arisanus* obtido em ovos de *C. capitata* foi maior nos tratamentos mel (80%) e melaço de cana-de-açúcar (7%), diferindo significativamente dos demais tratamentos Biofruit® (3%), água destilada e sem alimento ($F= 22,84$; $GL= 4$; $P= 0,05$) (Tabela 1).

Para a razão sexual, não foi observado significância entre os tratamentos mel (80%); melaço de cana-de-açúcar (7%) Biofruit® (3%), água destilada e sem alimento ($X^2= 146,32$; $GL= 4$; $P= 0,05$) (Tabela 3). Para a variável viabilidade de ovos, os tratamentos mel (80%) e melaço de cana-de-açúcar (7%) não tiveram diferença quando comparado com a testemunha, mas diferiram significativamente com os tratamentos Biofruit® (3%), água destilada e sem alimento ($F= 299,29$; $GL= 4$; $P= 0,05$) (Tabela 3).

Tabela 3. Percentual de parasitismo, número médio de descendente, razão sexual de *Fopius arisanus* em *Ceratitis capitata* com diferentes fontes de alimento.

Tratamentos	Parasitismo (%) ¹	Número de descendentes ¹	Razão sexual	Viabilidade de ovos (%) ¹
Biofruit® (3%)	11,44±2,29b	10,59±0,56b	0,61±0,07 ^{ns}	76,63±2,16b
Melaço de cana-de-açúcar (7%)	26,39±3,07a	195,77±0,75a	0,59±0,02	85,56±0,91a
Mel (80%)	26,46±3,10a	211,94±0,74a	0,60±0,02	85,54±0,96a
Água destilada	7,92±2,23b	7,69±0,59b	0,73±0,11	74,72±2,80b
Sem alimento	7,41±0,98b	8,47±0,19b	0,65±0,14	74,59±2,79b
Testemunha	0,00±0,00c	0,00±0,00c	0,00±0,00	92,34±0,88a

¹Médias seguidas pela mesma letra na coluna, não diferem entre si pelo teste Tukey ($\alpha=0,05$); ^{ns}não diferem entre si (na coluna) pelo teste de Qui-quadrado de Pearson ($\alpha=0,05$).

Das diferentes fontes testadas como alimento para *F. arisanus*, as soluções de mel (80%) e melaço de cana-de-açúcar (7%) foram as que propiciaram os melhores resultados para todos os parâmetros avaliados, enquanto que os tratamentos Biofruit® (3%), água destilada e sem alimento foram inferiores, isto está relacionado com as necessidades nutricionais, sendo que os carboidratos são as principais fontes de alimentos para muitas espécies de parasitoides (WAKEFIELD et al., 2010). Os carboidratos possuem alta qualidade nutricional sendo facilmente convertidos em energia, resultando em melhorias nas características biológicas dos parasitoides (HOGERVORST et al., 2007; TOMPKINS et al., 2010).

Os tratamentos em que utilizou mel (80%) e melaço de cana-de-açúcar (7%), o parasitismo foi de 26,46 e 26,39%, respectivamente. Para os tratamentos Biofruit® (3%), água destilada e sem alimento os resultados encontrados foram de 11,44; 7,92 e 7,41%, respectivamente (Tabela 3). Estes resultados são inferiores aos descritos por Groth et al. (2016) em experimento com *C. capitata* como hospedeirone qual foi determinado o parasitismo de 42%, onde foi oferecido mel (100%) como alimento para o parasitoide *F. arisanus*.

O período de maior parasitismo ocorreu entre o 10º e 16º dia, sendo que no 13º dia o parasitismo chegou 60% para os tratamentos constituídos de mel (80%) e melaço de cana-de-açúcar (7%) (Fig. 11). Esta porcentagem de parasitismo também foi obtida por Zenil et al. (2004) determinando que o parasitismo de *F. arisanus* foi de 60%, enquanto que, Appiah et al. (2013) obtiveram parasitismo de 71%.

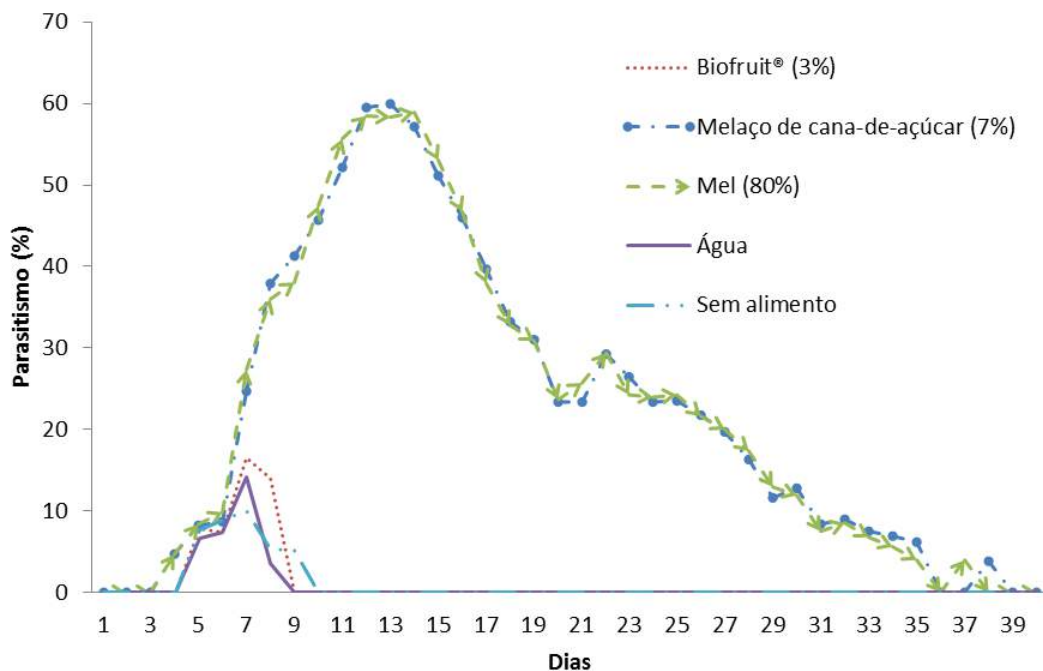


Figura 11. Parasitismo (%) de *Fopius arisanus* em larvas de *Ceratitis capitata* com diferentes fontes de alimento. Temperatura de $25 \pm 2^\circ\text{C}$, umidade relativa $70 \pm 10\%$ e fotofase de 12 h.

O número médio de descendentes durante o período reprodutivo das fêmeas de *F. arisanus* nos tratamentos onde se utilizou mel (80%) e melaço de cana-de-açúcar (7%) foi de 211,94 e 195,77 respectivamente (Tabela 3). Este valor é maior ao descrito por Groth et al. (2016) onde fêmeas de *F. arisanus* produziram em média 123 descendentes durante sua vida. Os resultados são próximo aos obtidos por Manoukis et al. (2014), que relataram um maior número descendentes para fêmeas de *F. arisanus* em ovos de *Bractocera dorsalis* (Hendel, 1912) (Diptera: Tephritidae) com aproximadamente 215 descendentes.

Para os tratamentos mel (80%) e melaço de cana-de-açúcar (7%) o maior número de descendentes foi no dia 13 por fêmea, gerando em média 14,7 e 13,6 descendentes, respectivamente (Fig. 12). Estes resultados são similares aos obtidos por Manoukis et al. (2014) com 16 descendentes por fêmea de *F. arisanus* em ovos de *B. dorsalis*.

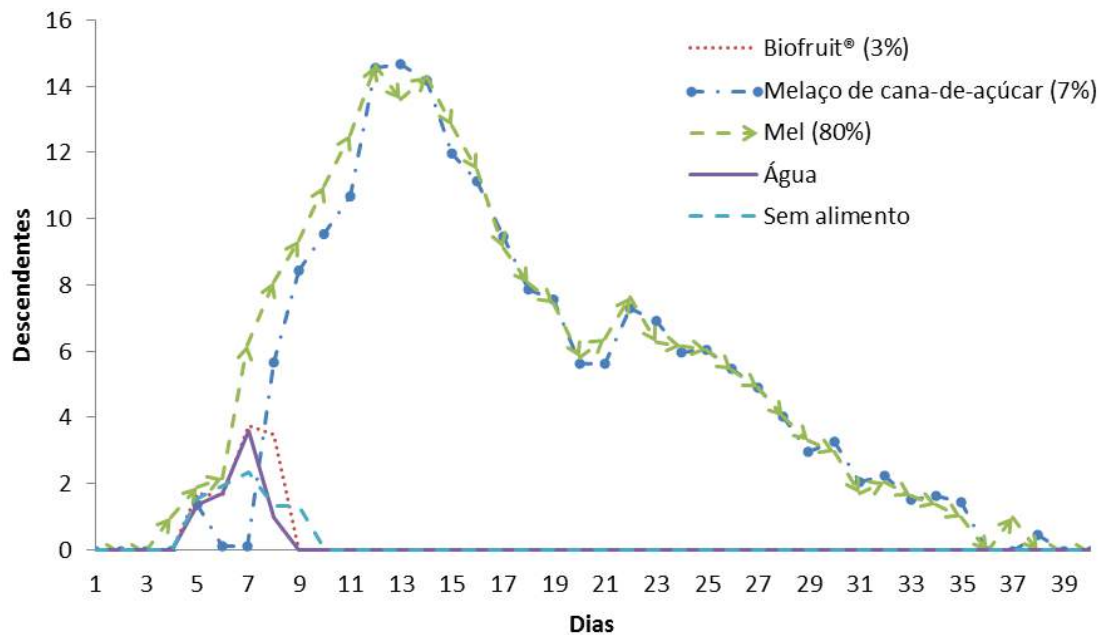


Figura 12. Ritmo diário de emergência de parasitoides gerados por fêmeas de *Fopius arisanus* em larvas de *Ceratitis capitata* com diferentes fontes de alimento. Temperatura de $25 \pm 2^\circ\text{C}$, umidade relativa $70 \pm 10\%$ e fotofase de 12 h.

Para os tratamentos Biofruit® (3%) água destilada e sem alimento o número de descendentes das fêmeas de *F. arisanus* foram inferiores com 10,59; 7,69 e 8,47 respectivamente (Tabela 3), estes resultados estão relacionado com as necessidades nutricionais, sendo indispensáveis as fontes ricas em carboidratos para a sobrevivência, produção e maturação dos ovos, bem como para a manutenção das funções vitais de parasitoides (WAKEFIELD et al., 2010; BENELLI et al., 2017).

A razão sexual de *F. arisanus* em ovos de *C. capitata* foi maior de 0,5 para todos os tratamentos com diferentes fontes de alimento assim como para os tratamentos sem alimento (Tabela 3). Groth et al. (2016) obtiveram uma razão sexual de 0,63 para *F. arisanus* multiplicado em *C. capitata* onde foi oferecido mel ao 100% para o parasitoide.

Para a viabilidade dos ovos, quando comparado com a testemunha (92,34%) os tratamentos mel (80%) e melaço de cana-de-açúcar (7%) foram em os maiores com valores de 85,54% e 85,56%. Valores inferiores foram obtidos nos tratamentos Biofruit® (3%), água destilada e sem alimento com 76,63; 74,72% e 74,59% (Tabela 1). No entanto, na flutuação diária da viabilidade de ovos pode observar que o ritmo é variável (Fig. 13), sendo que os dias de menor porcentual de viabilidade de ovos tiveram relação com os períodos de maior parasitismo nos tratamentos mel (80%) e

melaço de cana-de-açúcar (7%). Estudos já demonstraram que os ovos de algumas espécies dos hospedeiros de *F. arisanus* são sensíveis a ação mecânica realizada pelo ovipositor das vespas e assim contribui para diminuir o percentual de emergência de adultos (CALVITTI et al., 2002; MONTOYA et al., 2009).

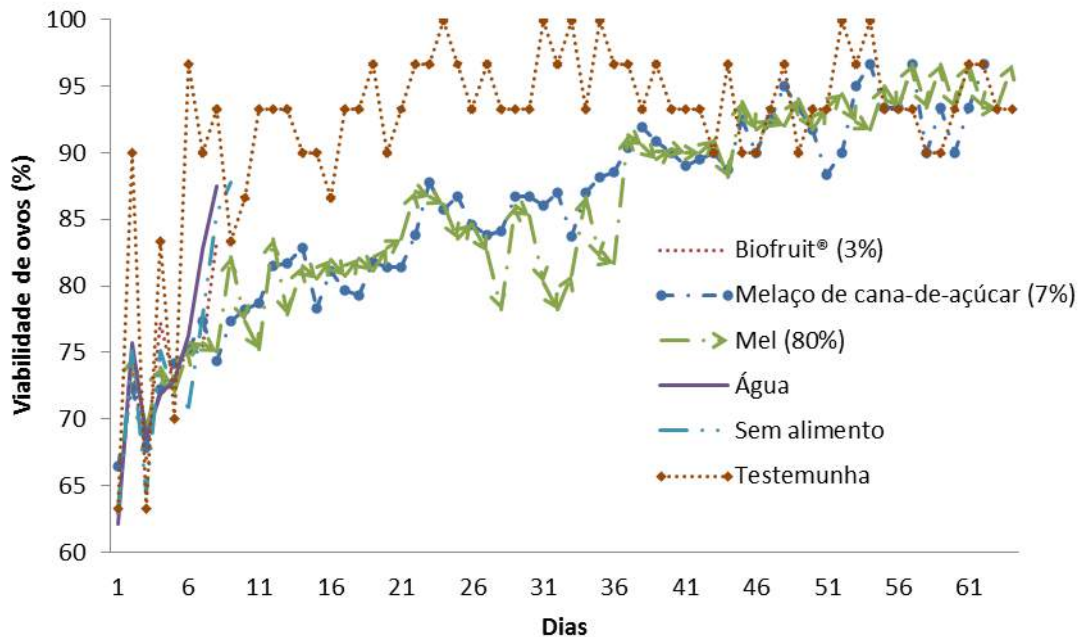


Figura 13. Viabilidade diária de ovos de *Ceratitis capitata* expostos a parasitoide *Fopius arisanus* com diferentes fontes de alimento. Temperatura de $25 \pm 2^\circ\text{C}$, umidade relativa $70 \pm 10\%$ e fotofase de 12 h.

Para a variável longevidade observou-se que fêmeas alimentadas com mel (80%) e melaço de cana-de-açúcar (7%) obtiveram os maiores tempos de sobrevivência com 41,20 dias e 34,60 dias respectivamente. Os tratamentos constituídos de Biofruit® (3%), água destilada e sem alimento apresentaram valores de 6,85; 6,55 e 7,65 dias (Fig. 14A).

As longevidades dos parasitoides machos de *F. arisanus* onde foram oferecidas mel (80%) e melaço de cana-de-açúcar (7%) como alimento não diferiram entre si e obtiveram a maior longevidade com 36,80 e 32,10 dias respectivamente, enquanto que os tratamentos Biofruit® (3%), água destilada e sem alimento que apresentaram valores inferiores de 5,60; 5,35 e 5,85 dias respectivamente (Fig. 14B).

Groth et al. (2016) observaram que fêmeas de *F. arisanus* em *C. capitata* alimentadas com mel ao 100% apresentaram tempo médio de sobrevivência menor com 25,20 dias e os machos apresentaram um tempo de 50,70 dias sendo maior

que os obtidos no presente trabalho. Enquanto que, Wang; Messing (2008) obtiveram fêmeas com longevidade de 27,50 dias e Zanil et al. (2004) verificaram uma longevidade de 29,60 dias para fêmeas de *F. arisanus* multiplicadas em *C. capitata*.

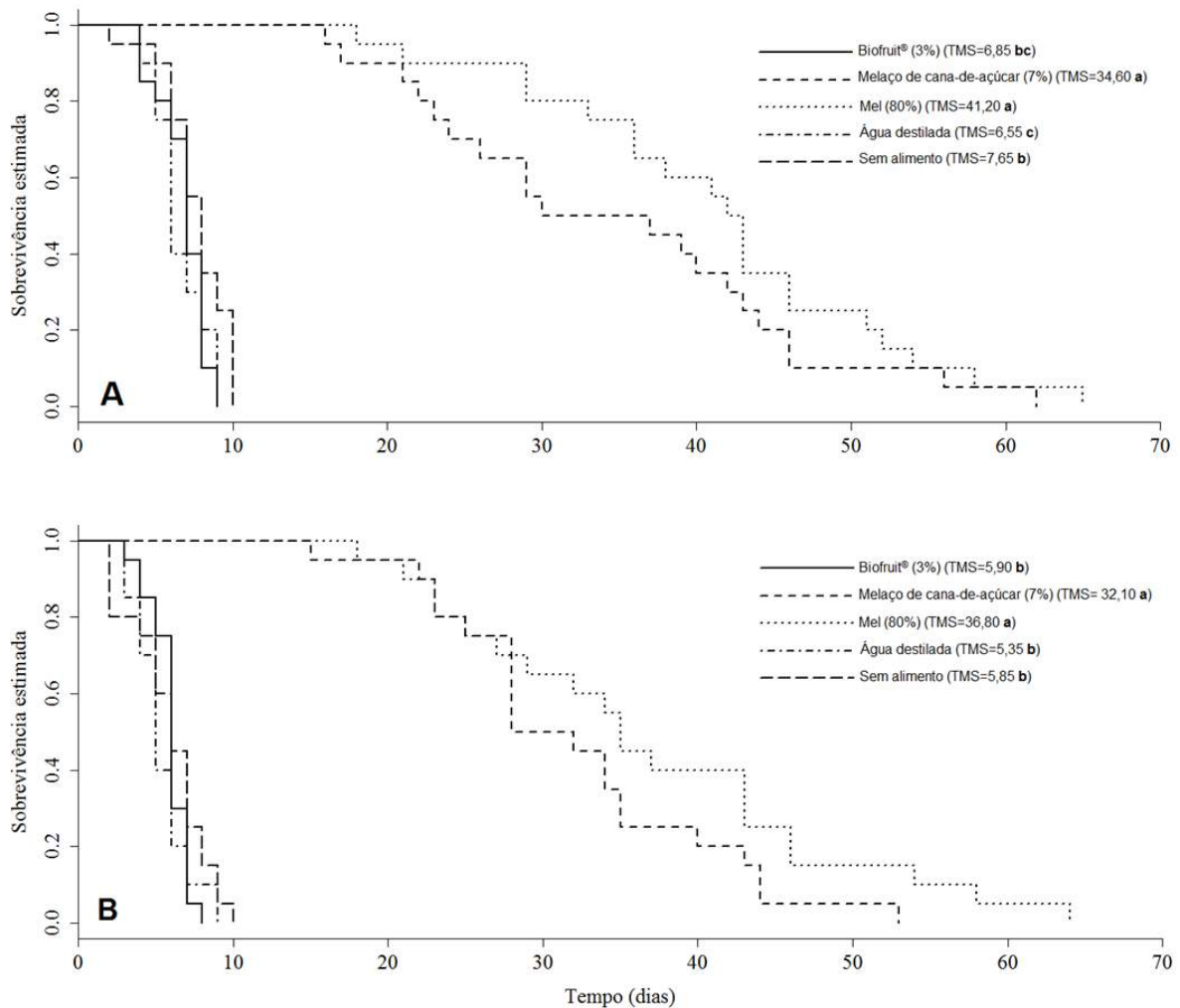


Figura 14. Curvas de sobrevivência de fêmeas (A) e machos (B) de *Fopius arisanus* criados em *Ceratitis capitata* com diferentes fontes de alimento. Curvas identificadas com as mesmas letras não diferem significativamente entre si. Temperatura de $25 \pm 2^\circ\text{C}$, umidade relativa $70 \pm 10\%$ e fotofase de 12 h.

4.2 Efeito de iscas tóxicas sobre *Fopius arisanus*

A capacidade de parasitismo de *F. arisanus* em ovos de *C. capitata*, foi reduzida em função da formulação das diferentes iscas tóxicas, sendo assim para as formulações dos tratamentos Malathion 1000 CE (0,15%)+melaço de cana-de-açúcar (7%) e Malathion 1000 CE (0,15%)+Biofruit® (3%) quando comparados com a

mel 80% (testemunha) a redução de parasitismo foi de 100% (Tabela 4), classificando-se segundo a IOBC como nocivo (classe 4). Mesmo resultado foi determinado para o tratamento Tracer® (0,02%)+melaço de cana-de-açúcar (7%), sendo que para tratamento Tracer® (0,02%)+Biofruit® (3%) o percentual de redução de parasitismo foi de 97,99% categorizado como classe 3 e classificando-se como moderadamente nocivo (classe 3) (Tabela 4).

Para o tratamento Biofruit® (3%) a redução foi de 36,79%, sendo este levemente nocivo (classe 2), e no tratamento melaço de cana-de-açúcar (7%) a redução de parasitismo de *F. arisanus* em ovos de *C. capitata* foi de 0,50% sendo o classificado como inócuo (classe 1) quando comparado com a testemunha. Já o tratamento Success 0,02 CB® a redução de parasitismo foi de 64,55% sendo classificado como levemente nocivo (classe 2) (Tabela 4).

Tabela 4. Percentual de redução de parasitismo e classe IOBC para *Fopius arisanus* após 24h de oferecimento de diferentes formulações de iscas tóxicas.

Tratamentos	Medias de pupas avaliadas*	Medias de parasitoides emergidos*	Redução de parasitismo (%) ¹	Classe (IOBC) ²
Malathion1000CE(0,15%)+melaço de cana-de-açúcar (7%)	0,00±00b	0,00±00c	100,00	4
Malathion 1000 CE(0,15%) + Biofruit®(3%)	0,00±00b	0,00±00c	100,00	4
Tracer®(0,02%)+melaço de cana-de-açúcar(7%)	0,00±00b	0,00±00c	100,00	4
Tracer®(0,02%)+Biofruit®(3%)	450,00±28,27a	3,00±2,00c	97,99	3
Biofruit®(3%)	489,25±7,11a	94,50±28,91b	36,79	2
Melaço de cana-de-açúcar(7%)	486,75±7,89a	148,75±4,33a	0,50	1
Success 0,02 CB®	483,00±11,57a	53,00±8,04bc	64,55	2
Mel 80% (testemunha)	469,75±14,07a	149,50±10,99a	0,00	1

*Médias seguidas pela mesma letra na coluna, não diferem entre si pelo teste Tukey a 5% de significância; ¹Redução na capacidade de parasitismo comparado com a testemunha (mel 80%) e calculada por meio da fórmula $RP = [1 - (P/p)*100]$; ²Classes da IOBC para teste de toxicidade inicial sobre adultos: 1=inócuo (<30%), 2=levemente nocivo (30-79%), 3=moderadamente nocivo (80-99%), 4=nocivo (>99%).

O percentual de parasitismo de *F. arisanus* em ovos de *C. capitata* foi maior no mel 80% (testemunha), melaço de cana-de-açúcar (7%) e Biofruit® (3%) diferindo significativamente das demais iscas tóxicas, sendo que Biofruit® (3%) e Success 0,02 CB® não diferiram entre si (Tabela 5). Para os tratamentos Malathion 1000 CE (0,15%)+melaço de cana-de-açúcar (7%), Malathion 1000 CE (0,15%)+Biofruit® (3%), Tracer® (0,02%)+melaço de cana-de-açúcar (7%) e Tracer® (0,02%)+Biofruit® (3%) diferiram significativamente entre si ($F= 29,54$; $GL= 7$; $P= 0,05$) (Tabela 5). O número médio de descendentes de fêmeas de *F. arisanus* obtidos nos quatro

intervalos de oferecimento foi maior no mel 80% (testemunha) e melaço de cana-de-açúcar (7%), diferindo significativamente dos demais tratamentos, sendo que Biofruit[®] (3%) chegou a ter diferença significativa em relação a Malathion 1000 CE (0,15%)+melaço de cana-de-açúcar (7%), Malathion 1000 CE (0,15%)+Biofruit[®] (3%), Tracer[®] (0,02%)+melaço de cana-de-açúcar (7%) e Tracer[®] (0,02%)+Biofruit[®] (3%) (F= 34,13; GL= 7; P= 0,05) (Tabela 5). Para o parâmetro da razão sexual o mel 80% (testemunha), Tracer[®] (0,02%)+Biofruit[®] (3%), Biofruit[®] (3%), melaço de cana-de-açúcar (7%), e Success 0,02 CB[®] não teve diferença significativa, mas diferiram significativamente de Malathion 1000 CE (0,15%)+melaço de cana-de-açúcar (7%), Malathion 1000 CE (0,15%)+Biofruit[®] (3%) e Tracer[®] (0,02%)+melaço de cana-de-açúcar (7%) ($X^2= 126,15$; GL= 7; P= 0,02) (Tabela 5).

Tabela 5. Percentual de parasitismo, número médio de descendentes e razão sexual de *Fopius arisanus* após 24h de oferecimento de diferentes iscas tóxicas para o controle de mosca-das-frutas *Ceratitis capitata*.

Tratamentos	Parasitismo (%) ¹	Número de descendentes ¹	Razão sexual ¹
Malathion 1000 CE(0,15%)+melaço de cana-de-açúcar (7%)	0,00±0,00 c	0,00±0,00 c	0,00±0,00 *
Malathion 1000 CE(0,15%)+Biofruit [®] (3%)	0,00±0,00 c	0,00±0,00 c	0,00±0,00 *
Tracer [®] (0,02%)+melaço de cana-de-açúcar (7%)	0,00±0,00 c	0,00±0,00 c	0,00±0,00 *
Tracer [®] (0,02%)+Biofruit [®] (3%)	2,25±1,60 c	0,23±0,16 c	0,62±0,31
Biofruit [®] (3%)	20,93±6,46 ab	9,45±2,89 b	0,54±0,01
Melaço de cana-de-açúcar (7%)	30,56±0,78 a	14,88±0,43 a	0,63±0,02
Success 0,02 CB [®]	11,67±1,43 b	5,30±0,80 bc	0,64±0,10
Mel 80%(testemunha)	31,87±2,28 a	14,95±1,09 a	0,61±0,02

¹Médias seguidas pela mesma letra na coluna, não diferem entre si pelo teste Tukey ($\alpha=0,05$); *significativo (na coluna) pelo teste de Qui-quadrado de Pearson ($\alpha=0,05$).

Todas as iscas tóxicas contendo Malathion 1000 CE (0,15%) demonstraram elevado potencial tóxico sobre o parasitoide *F. arisanus*, sendo assim a redução do parasitismo nos tratamentos Malathion 1000 CE (0,15)+melaço de cana-de-açúcar (7%) e Malathion 1000 CE (0,15%)+Biofruit[®] (3%) foram de 100%, classificando-se na classe 4 (Tabela 4). O Malathion 1000 CE inseticida pertencente ao grupo químico dos organofosforados atua inibindo a enzima acetilcolinesterase (AChE) evitando realizar sua função que é hidrolisar o neurotransmissor acetilcolina (ACh) em colina e ácido acético nas fendas sinápticas. Assim, o neurotransmissor fica constantemente transmitindo impulsos nervosos, o que leva a hiperexcitação do sistema nervoso, causando espasmos e morte (JARAMILLO et al., 2013; SINGH et

al., 2014). Malathion 1000 CE é um inseticida de contato e ingestão com ação de choque e maior residual que os demais organofosforados. Vários estudos têm demonstrado que Malathion 1000 CE, classifica-se como nocivo para diferentes espécies de inimigos naturais (CASTILHOS et al., 2013; SOUZA, et al., 2015), sendo que em algumas espécies de parasitoides, este, chegou a reduzir em 100% o parasitismo (MANZONI et al., 2006; ARAUJO et al., 2013; BELOTI et al., 2015). Bhargavi (2016) classificou Malathion 1000 CE como nocivo reduzindo em mais de 99% o parasitismo em adultos de *Trichogramma japonicum* (Ashmead, 1904) (Hymenoptera: Trichogrammatidae). Resultados negativos foram observados por Araujo et al. (2013) com redução 98,10% no parasitismo de *Trichogramma pretiosum* (Riley, 1879) (Hymenoptera: Trichogrammatidae) quando ovos de *Sitotroga cerealella* (Olivier, 1788) foram tratados com malathion.

Para o tratamento Tracer[®] (0,02%)+melaço de cana-de-açúcar (7%), os resultados foram similares a Malathion 1000 CE (0,15%) onde a redução de parasitismo foi 100% sendo nocivo (Tabela 4), o percentual de parasitismo foi de 0% (Tabela 5). Já o tratamento Tracer[®] (0,02%)+Biofruit[®] (3%) classificou-se como moderadamente nocivo enquadrando-se na classe 3, com uma redução no parasitismo de 97,99%. As espinosinas são produtos naturais, formadas durante um processo de fermentação a partir do actimiceto *Saccharopolyspora spinosa* (Mertz & Yao, 1990) (MERTZ; YAO, 1990). O espinosade tem rápida atividade por contato e ingestão (efeito “*knock-down*”) o que é raro em produtos de origem natural (WOLKEN et al., 2012; SPARK et al., 2012; PUINEAN et al., 2013).

Resultados encontrados na literatura com produtos com espinosina (Tracer[®]) foram similares aos observados no presente trabalho, Giolo et al. (2007) classificaram espinosade como nocivo reduzindo em 100% o parasitismo de *T. pretiosum*. Da mesma forma Sattar et al. (2011) observaram que espinosade causou 100% de mortalidade a adultos de *Trichogramma chilonis* (Ishii, 1941) (Hymenoptera: Trichogrammatidae) quando expostos a superfícies contaminadas, nas primeiras 24 horas após a emergência. Efeitos negativos de espinosade também foram observados sobre *Trichogramma nubilale* (Ertle & Davis, 1975) (Hymenoptera: Trichogrammatidae) quando exposto por 24 horas ao resíduo causou 100% de mortalidade (CHEN et al., 2013). Assim as espinosinas (Tracer[®]) têm sido reportadas como nocivo para muitos himenópteros parasitoides (BIONDI et al., 2012; BUENO et al., 2012; COSTA et al., 2014; BLIBECH et al., 2015; LIU et al., 2016).

Com relação à Biofruit[®] (3%) a redução do parasitismo de *F. arisanus* após 24 horas de oferecimento foi de 36,79%, sendo classificado como levemente nocivo (classe 2) (Tabela 4), enquanto que o parasitismo chegou a 20,93% com um número médio de descendentes por fêmea de 9,45 e uma razão sexual de 0,54 (Tabela 5). Após 24 horas se ofereceu mel 80% como alimento com isso obteve-se um aumento no percentual de parasitismo e no número médio de descendentes por fêmea nas diferentes ofertas (Fig. 15).

Estes resultados estão relacionado com as necessidades nutricionais dos adultos do parasitoide pelo fato que fontes ricas em carboidratos podem aumentar o potencial do parasitoide sendo essenciais para a sobrevivência, produção e maturação dos ovos (BENELLI et al., 2017). Sivinski et al. (2006), observaram que fêmeas de *Diachasmimorpha longicaudata* (Ashmead, 1905) (Hymenoptera: Braconidae) mantidas com diferentes fontes de alimento (suco de frutas, pólen e mel) tiveram melhor desempenho e maior número de ovos quando estas foram alimentadas com mel. Assim, mel ou soluções contendo mel são usados para multiplicação e criação de várias espécies de parasitoides em diferentes ensaios experimentais (WAKEFIELD et al., 2010; NAFZIGER; FADAMIRO, 2011; STUHL et al., 2011; GONÇALVES et al., 2013).

Para o tratamento com melaço de cana-de-açúcar (7%) foram obtidos os melhores resultados, chegando a ter o mínimo na redução do parasitismo com 0,50% considerado como inócuo (classe 1) (Tabela 4). Sendo assim o melaço de cana-de-açúcar (7%) e o mel 80%(testemunha) são fontes de alimento ricos em carboidratos, não tiveram diferença, assim o melaço de cana-de-açúcar alcançou percentuais de parasitismo de 30,56%, número médio de descendentes por fêmea de 14,88 e razão sexual 0,63 (Tabela 5).

O efeito positivo da alimentação com fontes de açúcar nas características biológicas de parasitoides foi demonstrado para várias espécies, onde a fecundidade e longevidade das fêmeas foram maiores que quando alimentadas com outras fontes (WILLIAMS; ROANE, 2007; LUO et al., 2010; ELLERS et al., 2011; NARVÁEZ et al., 2012; HARVEY et al., 2012).

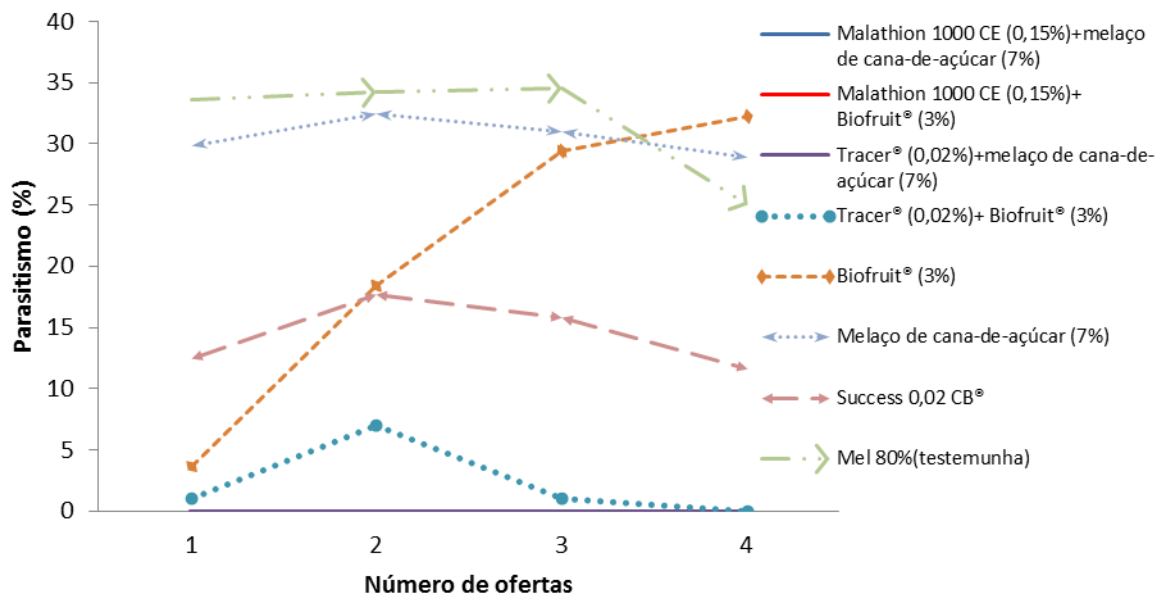


Figura 15. Percentual de parasitismo de *Fopius arisanus* após 24h de oferecimento de diferentes iscas tóxicas para o controle de mosca-das-frutas *Ceratitis capitata*. Temperatura de $25 \pm 2^\circ\text{C}$, umidade relativa $70 \pm 10\%$ e fotofase de 12 h.

Com relação à Success 0,02 CB[®] a redução do parasitismo de *F. arisanus* após 24 horas de oferecimento foi de 64,55% considerando como levemente nocivo (classe 2) (Tabela 4). O número médio de descendentes foi de 5,3 e a razão sexual de 0,64 (Tabela 5). Mesmo sendo uma isca tóxica contendo na formulação o inseticida biológico espinosade, os resultados foram superior dos tratamentos Tracer[®] (0,02%)+melaço de cana-de-açúcar (7%) e Tracer[®] (0,02%)+Biofruit[®] (3%). Esses resultados devem estar relacionados a composição do atrativo que faz parte da isca (açúcar, proteína, óleo, sorbato de potássio, acetato de amônio) que pode chegar a ter efeito repelente ou não atrativo ao parasitoide. Ruiz et al. (2008), observaram que fêmeas e machos de *D. longicaudata* quando oferecida isca tóxica de pronto uso GF-120 misturada com mel a mortalidade foi menor quando comparada com tratamento por contato e sem alimento.

Em trabalho realizado com, Wang et al. (2005), observaram que quando oferecida a isca para o parasitoide *F. arisanus* não se alimentou, tanto com a presença ou ausência de mel e água. Os mesmos autores relataram que os parasitoides que examinaram a isca foram se afastando da mesma (<1 segundo) sem alguma resposta alimentar, portanto a mortalidade foi atribuída pelo contato com a isca e abstinência alimentar.

4.3 Efeito sub-letal de iscas tóxicas sobre *Fopius arisanus*

Os resultados do efeito sub-letal na geração F1 do bioensaio de efeito de iscas tóxicas para o controle de moscas-das-frutas sobre *F. arisanus*, o percentual de parasitismo dos tratamentos que tiveram descendentes não apresentaram diferença significativamente entre eles. Contudo, os percentuais de parasitismo de *F. arisanus* em ovos de *C. capitata* no mel 80% (testemunha) não tiveram diferenças significativas dos tratamentos Biofruit® (3%), melação de cana-de-açúcar (7%) e Success 0,02 CB® (Tabela 6). Para os percentuais de parasitismo inicial também não foi observado significância entre os tratamentos Biofruit®, Melação de cana, Success 0,02 CB® e o mel 80% (testemunha) (Tabela 6). Para a variável longevidade os tratamentos Biofruit® (3%), melação de cana-de-açúcar (7%) e Success 0,02 CB® não tiveram diferença significativa entre si (Tabela 6).

Tabela 6. Percentual de parasitismo, parasitismo inicial e razão sexual de *Fopius arisanus* em efeito sub-letal de diferentes iscas tóxicas para o controle de moscas-das-frutas *Ceratitis capitata*.

Tratamentos	Parasitismo (%) ¹	Parasitismo inicial (%) ¹	Razão sexual
Biofruit® (3%)	26,31±3,24 a	37,50±3,31 a	0,51±0,04 ^{ns}
Melaço de cana-de-açúcar (7%)	29,25±3,08 a	38,75±3,01 a	0,49±0,03
Success 0,02 CB®	26,38±3,68 a	34,63±5,09 a	0,47±0,03
Mel 80% (testemunha)	27,00±2,18 a	40,50±3,36 a	0,50±0,02

¹Médias seguidas pela mesma letra na coluna, não diferem entre si pelo teste Tukey ($\alpha=0,05$); ^{ns} não diferem entre si (na coluna) pelo teste de Qui-quadrado de Pearson ($\alpha=0,05$).

Para o percentual de parasitismo de *F. arisanus* na geração F1 não foram observadas diferenças significativas entre os tratamentos avaliados, sendo que para o mel 80% (testemunha) (27%) e os tratamentos Biofruit® (3%) (26,31%), melação de cana-de-açúcar (7%) (29,25%) e Success 0,02 CB® (26,38%) foram semelhantes entre si ($F= 0,20$; $GL= 3$; $P= 0,05$) (Tabela 6). Desta forma o parasitismo de *F. arisanus* para todos os tratamentos mantiveram-se ao mesmo nível da testemunha nos diferentes dias de ofertas de ovos de *C. capitata* sem apresentar impactos negativos no normal desenvolvimento do parasitoide (Fig. 16).

Por tanto o efeito sub-letal dos diferentes agrotóxicos sobre um organismo depende de vários fatores, sendo assim o tipo de formulação, doses, formas com que o inseto foi exposto e fase de desenvolvimento (DESNEUX et al., 2007; POLETTI et al., 2007; LIMA et al., 2013; VANACLOCHA et al., 2013; ROUBOS et al.,

2014) além de se tratarem de espécies diferentes os efeitos podem variar (PILLING et al., 2013).

No presente trabalho as fêmeas dos tratamentos Biofruit® (3%), Melaço de cana-de-açúcar (7%) e Success 0,02 CB® do ensaio de efeito de iscas tóxicas para o controle de moscas-das-frutas sobre *F. arisanus* foram avaliados os descendentes e quando comparado com a testemunha os percentuais de parasitismo e a razão sexual não tiveram diferença significativa. Ruiz et al. (2008) observaram que quando foi oferecida a isca tóxica de pronto uso (GF-120) para o parasitoide *D. longicaudata* não chegou a apresentar efeitos negativos na progênie, quando comparados com o mel não diferiram significativamente na longevidade e reprodução.

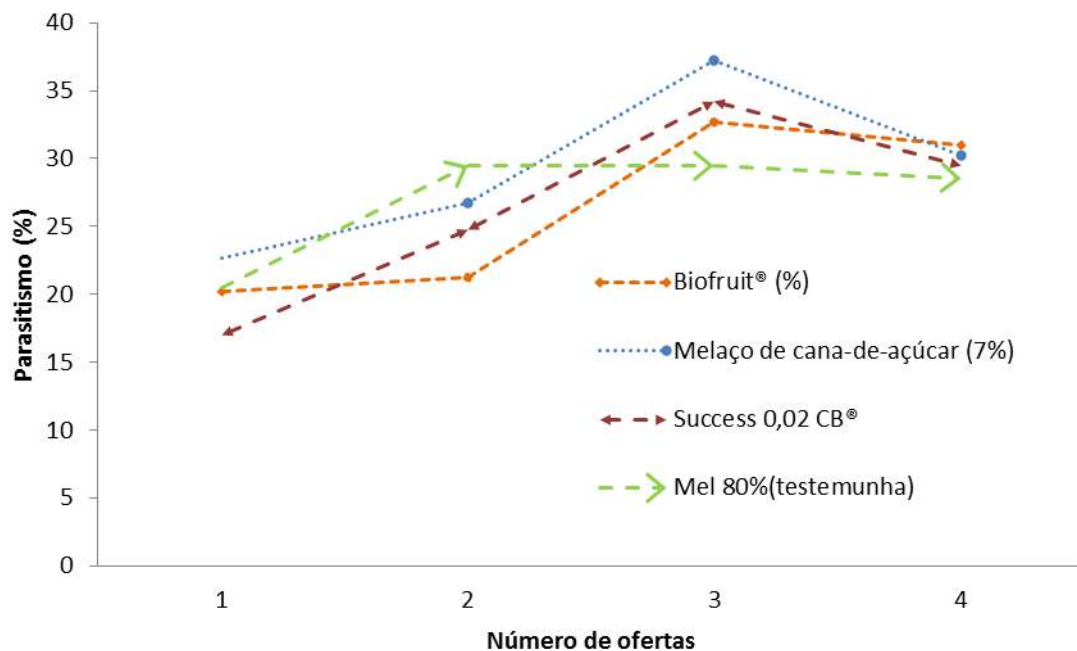


Figura 16. Percentual de parasitismo de *Fopius arisanus* em efeito sub-letal de diferentes iscas tóxicas para o controle de mosca-das-frutas *Ceratitis capitata*. Temperatura de $25 \pm 2^\circ\text{C}$, umidade relativa $70 \pm 10\%$ e fotofase de 12 h.

No ensaio também foi avaliado o percentual de parasitismo inicial de *F. arisanus* em ovos de *C. capitata*, sendo que quando comparados com o mel 80% (testemunha) (40,50%) os tratamentos Biofruit® (3%) (37,50%), melaço de cana-de-açúcar (7%) (38,75) e Success 0,02 CB® (34,63%) não chegaram a apresentar diferença significativa (Tabela 6), mas quando comparados com o percentual de parasitismo na emergência, a redução foi em média de 10% para cada um dos tratamentos (Fig. 16 e 17). Rouse et al. (2005) observaram que ovos e larvas de *C.*

capitata quando oferecidas para *F. arisanus* tiveram percentual de mortalidade que atingiram 90% sendo que só 30% dos ovos foi parasitado pela fêmeas, portanto a mortalidade foi atribuída ao trauma realizado pelo ovipositores do parasitoide. Montoya et al. (2009) observaram que ovos de *Anastrepha ludens* (Loew, 1873) (Diptera: Tephritidae) foram particularmente sensível á ação de parasitismo de *F. arisanus* decrescendo em 46% na eclosão dos ovos.

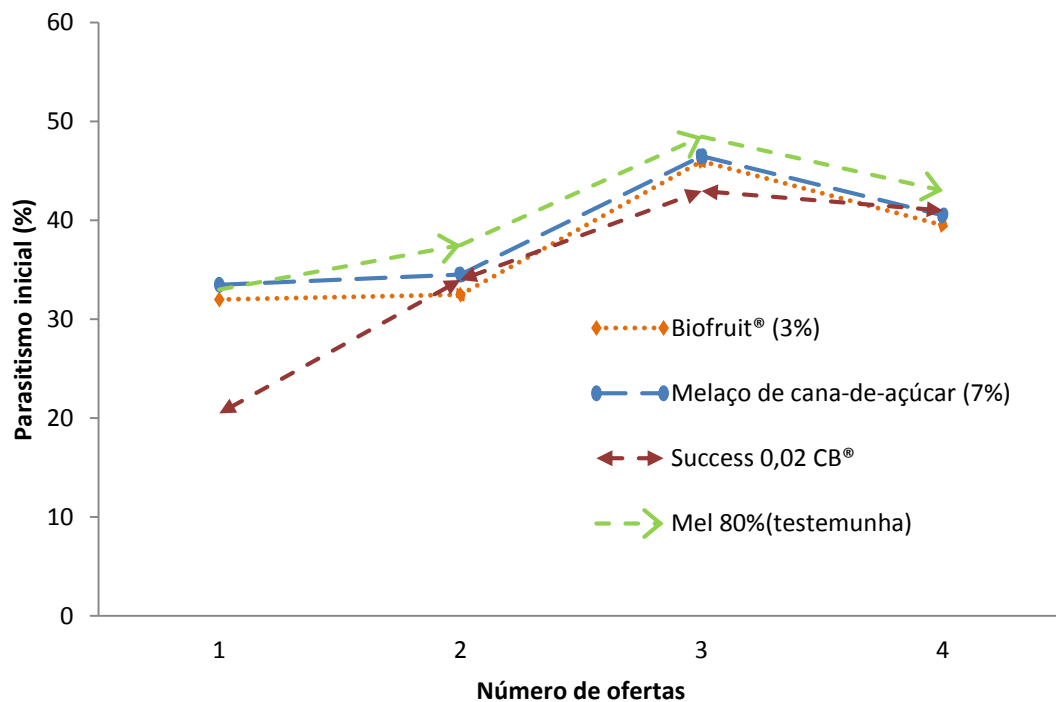


Figura 17. Percentual de parasitismo inicial de *Fopius arisanus* em efeito sub-letal de diferentes iscas tóxicas para o controle de mosca-das-frutas *Ceratitidis capitata*. Temperatura de $25 \pm 2^{\circ}\text{C}$, umidade relativa $70 \pm 10\%$ e fotofase de 12 h.

Além dos traumas gerados pela ação do ovipositor, a redução de eclosão dos ovos ou aumento da mortalidade de larvas dos hospedeiros também pode ocorrer quando se apresenta superparasitismo, sendo que o hospedeiro não oferece recursos necessários para o desenvolvimento de mais de um indivíduo (SEQUEIRA; MACKAUER, 1992; CHAU; MACKAUER, 2001; CALVITTI et al., 2002; MORETTI; CALVITTI, 2003; WANG; MESSING, 2008).

5 Conclusões

As fontes proteicas mel (80%) e melaço de cana-de-açúcar (7%) proporcionaram o maior número de parasitoides e longevidade de *F. arisanus*.

A proteína hidrolisada (Biofruit[®] 3%) afetou diretamente a taxa de parasitismo de *F. arisanus*.

As formulações Malathion 1000 CE (0,15%)+melaço de cana-de-açúcar (7%), Malathion 1000 CE (0,15%)+Biofruit[®] (3%) e Tracer[®] (0,02%)+melaço de cana-de-açúcar (7%), proporcionaram redução de 100% de parasitismo de *F. arisanus*, sendo classificados como nocivas.

A formulação Tracer[®] (0,02%)+Biofruit[®] (3%), apresentou baixa mortalidade de adultos de *F. arisanus* sendo classificado como levemente nociva.

A formulação Success 0,02 CB[®] não apresentou efeito sub-letal em adultos de *F. arisanus*.

6 Referências bibliográficas

- AGROFIT: sistema de agrotóxicos fitossanitários. 2016. Disponível em: <http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons>. Acesso em: 20 jan. 2016.
- AGUIAR MENEZES, E. L. **Controle biológico de pragas**: princípios e estratégias de aplicação em ecossistemas agrícolas. Seropédica: Embrapa Agrobiologia, 44p. 2003. (Documentos, 164)
- ALBERTIL, S.; GARCIA, F. R. M.; BOGUS, G. M. Moscas-das-frutas em pomares de pessegueiro e maracujazeiro, no Município de Iraceminha, Santa Catarina, Brasil. **Ciência Rural**, v.39, n.5, p.1565-1568, 2009.
- ALUJA, M.; MANGAN, R. L. Fruit fly (Diptera: Tephritidae) host status determination: critical conceptual, methodological, and regulatory considerations. **Annual Review of Entomology**, v. 53, p. 473-502, 2008.
- ALVARENGA, C. D.; SILVA, M. A.; LOPES, G. N.; LOPES, E. N.; BRITO, E. S.; QUERINO, R. B.; MATRANGOLO, C. A. R. Ocorrência de *Ceratitidis capitata* Wied. (Diptera: Tephritidae) em frutos de mamoeiro em Minas Gerais. **Neotropical Entomology**, v.36, n.5, p. 807-808, 2007.
- ANDRADE, P. F. **Fruticultura - Análise da Conjuntura Agropecuária**. SEAB – Secretaria de Estado da Agricultura e do Abastecimento. DERAL - Departamento de Economia Rural, 2012. 11p.
- ANUÁRIO BRASILEIRO DE FRUTICULTURA. Santa Cruz do Sul: Editora Gazeta, 2015. 108 p.
- ANUÁRIO BRASILEIRO DE FRUTICULTURA. Santa Cruz do Sul: Editora Gazeta, 2016. 92 p.
- ANVISA. Reavaliações de Agrotóxicos 2015: Fosmete. Disponível em: <<http://portal.anvisa.gov.br/registros-e-autorizacoes/agrotoxicos/produtos/reavaliacao-de-agrotoxicos>>. Acesso em: 9 jul 2016.
- APPIAH, E. F.; EKESI, S.; SALIFU, D.; AFREH-NUAMAH, K.; OBENG-OFORI, D.; KHAMIS, F.; MOHAMED, S. A. Effect of temperature on immature development and longevity of two introduced opiine parasitoids on *Bactrocera invadens*. **Journal of Applied Entomology**, v. 137, p. 572-579, 2013.

- ARAUJO, E.S.; TARGÃO, D.P.; PASTORI, P.L.; MONTEIRO, L.B. Seletividade de inseticidas a *Trichogramma pretiosum* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) coletado em ovos de lagarta-enroladeira *Bonagota salubricola* (Meyrick, 1937)(Lepidoptera: Tortricidae) em Fraiburgo, Brasil. **Scientia Agraria**, v. 14, p. 35-39, 2013.
- ARGOV, Y.; GAZIT, Y. Biological control of the Mediterranean fruit fly in Israel: Introduction and establishment of natural enemies. **Biological Control**, v. 46, p. 502-507, 2008.
- ARGOV, Y.; BLANCHET, A.; GAZIT, Y. Biological control of the Mediterranean fruit fly in Israel: Biological parameters of imported parasitoid wasps. **Biological Control**, v. 59, p. 209-214, 2011.
- BAUTISTA, R.C.; MOCHIZUKI, N.; SPENCER, J.P.; HARRIS, E.J. Mass-rearing of the tephritid fruit fly parasitoid *Fopius arisanus* (Hymenoptera: Braconidae). **Biological Control**, v. 15, p. 137-144, 1999.
- BAUTISTA, R. C.; HARRIS, E. J.; VARGAS, R. I.; JANG, E. B. Parasitization of melon fly (Diptera: Tephritidae) by *Fopius arisanus* and *Psytalia fletcheri* (Hymenoptera: Braconidae) and the effect of fruit substrates on host preference by parasitoids. **Biological Control**, v. 30, p. 156–164, 2004.
- BELOTI, V.H.; ALVES, G.R.; ARAÚJO, D.F.D.; PICOLI, M.M.; MORAL, R.A.; BORGES, C.G.D.; YAMAMOTO, P.T. Lethal and sublethal effects of insecticides used on citrus, on the ectoparasitoid *Tamarixia radiata*. **Plos ONE**, v. 10, p. 1-14, 2015.
- BENELLI, G.; GIUNTI, G.; TENA, A.; DESNEUX, N.; CASELLE, A.; CANALE, A. The impact of adult diet on parasitoid reproductive performance. **Journal of Pest Science**, v. 90, p. 1-17, 2017.
- BHARGAVI, M. Sensitivity of *Trichogramma japonicum* (Ashmead) to different insecticides. **Asian Journal of Science and Technology**, v. 07, p. 2585-2587, 2016.
- BIONDI, A.; MOMMAERTS, V.; SMAGGHE, G.; VIÑUELA, E.; ZAPPALA, L.; DESNEUX, N. The non-target impact of spinosyns on beneficial arthropods. **Pest Management Science**, v. 68, p. 1523–1536, 2012.
- BITTENCOURT, M. A. L.; SANTOS, O. O.; BRITO, E. A.; ARAUJO, E. L.; MARINHO, C. F. Parasitoids (Braconidae) associated with *Anastrepha* (Tephritidae) in host fruits on the Southern coast of Bahia, Brazil. **Revista Ciência Agronômica**, v. 43, n. 4, p. 811-815, 2012.
- BLIBECH, I.; KSANTINI, M.; JARDAK, T.; BOUAZIZ, M. Effect of Insecticides on *Trichogramma* parasitoids used in biological control against prays oleae insect pest. **Advances in Chemical Engineering and Science**, v.5, p. 362-372, 2015.

- BOKONON-GANTA, A. H.; RAMADAN, M. M.; MESSING, R. H. Reproductive biology of *Fopius ceratitivorus* (Hymenoptera: Braconidae), an egg-larval parasitoid of the mediterranean fruit fly, *Ceratitidis capitata* (Diptera: Tephritidae). **Biological Control**, v. 41, p. 361–367, 2007.
- BOLLER, E.; VOGT, H.; TERNES, P.; MALAVOLTA, C. Working document on selectivity of pesticides. **Internal Newsletter issued by the publication commission for the IOBC/WPRS council and executive committee**, v. 40, p. 1-15, 2005.
- BORGES, R.; JUNIOR, R. M.; BOFF, M. I. C.; BOTTON, M. Efeito de Iscas Tóxicas sobre *Anastrepha fraterculus* (Wiedemann)(Diptera: Tephritidae). **Sociedade Entomológica do Brasil. BioAssay**, v. 10, p. 1-8, 2015.
- BOTTON, M.; MACHOTA JUNIOR R.; NAVA, D. E.; ARIOLI, C. J. Novas alternativas para o monitoro e controle de *Anastrepha fraterculus* (Wied, 1830) (Diptera: Tephritidae) na fruticultura de clima temperado. In: XXII Congresso Brasileiro de Fruticultura. **Anais do...** Bento Gonçalves, Outubro de 2012, 14p.
- BOTTON, M.; NAVA, D. E.; ARIOLI, C. J.; GRÜTZMACHER, A.D.; PARANHOS, B. A.J.; MACHOTA JUNIOR R.; Novas tecnologias para o manejo de moscas-das-frutas no Brasil. In: XXV Congresso Brasileiro de Fruticultura. **Anais do...** Setembro de 2014.
- BUENO, R.C.O.F.; PARRA, J.R P.; BUENO, A. F. *Trichogramma pretiosum* parasitism of *Pseudoplusia includens* and *Anticarsia gemmatalis* eggs at different temperatures. **Biological Control**, v. 60, p. 154-162, 2012.
- CALVITTI, M.; ANTONELLI, A.; MORETTI, R.; BAUTISTA, C. Oviposition response and development of the egg-pupal parasitoid *Fopius arisanus* on *Bactrocera oleae*, a tephritid fruit fly pest of olive in the Mediterranean basin. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v. 102, p. 65-73, 2002.
- CARVALHO, R. S.; NASCIMENTO, A. S.; MATRANGOLO, W. J. R. **Metodologia de criação do parasitoide exótico: *Diachasmimorpha longicaudata* (Hymenoptera: Braconidae), visando estudos em laboratório e em campo.** EMBRAPA-CNPMF, 1998, 16p.(Circular Técnica 30)
- CARVALHO, R. S. Controle biológico de moscas-das-frutas (Tephritidae) no Brasil, In: POLTRONIERI, L. S, TRINDADE, D. R.; SANTOS, I. P. **Pragas e doenças de cultivos Amazônicos.** Belém, EMBRAPA, 2005, p.375-376.
- CARVALHO, R.S.; MORAIS, A.A.; ROCHA, L.C.D.; GODOY, M.S.; COSME, L.V. Seletividade de inseticidas para ovos e ninfas de *Orius insidiosus* (Say) (Hemiptera: Anthocoridae). **Neotropical Entomology**, v. 34, p. 423-427, 2005.
- CASTILHOS, R. V.; GRÜTZMACHER, A. D.; NAVA, D. E.; ZOTTI, M. J.; SIQUEIRA, P. R. B.; SPAGNOL, D. Selectivity of pesticides used in peach orchards on the larval stage of the predator *Chrysoperla externa* (Hagen) (Neuroptera: Chrysopidae). **Semina: Ciências Agrárias**, v. 34, p. 3585-3596, 2013.

- CHAU, A.; MACKAUER, M. Preference of the aphid parasitoid *Monoctomus paulensis* (Hymenoptera: Braconidae, Aphidiinae) for different aphid species: female choice and offspring survival. **Biological Control**, v. 20, p. 30-38, 2001.
- CHEN, X.; SONG, M.; QI, S.; WANG, C. Safety evaluation of eleven insecticides to *Trichogramma nubilale* (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **Journal of Economic Entomology**, v. 106, p. 136-141, 2013.
- COSTA, M. A.; MOSCARDINI, V. F.; GONTIJO, P. C.; CARVALHO, G. A.; OLIVEIRA, R. L.; OLIVEIRA, H. N. Sublethal and transgenerational effects of insecticides in developing *Trichogramma galloi* (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **Ecotoxicology**, v. 23, p. 1399–1408, 2014.
- DAANE, K.M.; WANG, X.; NIETO, D.J.; PICKETT, C.H.; HOELMER, K.A.; BLANCHET, A.; JOHNSON, M.W. Classic biological control of olive fruit fly in California, USA: release and recovery of introduced parasitoids. **Biological Control**, v. 60, p. 317-330, 2015.
- 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.
- DIAS, N. P.; SILVA, F. F.; ABREU, J. A.; BASTOS, P.J.; BOTTA, R. A. Nível de infestação de moscas-das-frutas em faixa de fronteira, no Rio Grande do Sul. **Revista Ceres**, v. 60, p. 589-593, 2013.
- DIAS, V.S.; SILVA, J.G.; LIMA, K.M.; PETITINGA, C.S.; HERNÁNDEZ-ORTIZ, V.; LAUMANN, R.A.; JOACHIM-BRAVO, I.S. An integrative multidisciplinary approach to understanding cryptic divergence in Brazilian species of the *Anastrepha fraterculus* complex (Diptera: Tephritidae). **Biological Journal of the Linnean Society**, v. 117, p. 725-746, 2016.
- DUARTE, R.T.; PAZINI, W.C.; GALLI, J.C. Dinâmica populacional de moscas-das-frutas (Diptera: Tephritidae) em pomar de goiaba no município de Jaboticabal – SP. **Agroecossistemas**, v.4, n.1, p.33-41, 2012.
- DUYCK, P. F.; DAVID, P.; QUILICI, S. A review of relationships between interspecific (Diptera: Tephritidae). **Ecological Entomology**, v.29, p.511–520, 2004.
- ELLERS, J.; RUHE, B.; VISSER, B. Discriminating between energetic content and dietary composition as an explanation for dietary restriction effects. **Journal of Insect Physiology**, v. 57, p. 1670-1676, 2011.
- FACHINELLO, J. C.; SILVEIRA, M. P.; SCHMTIZ, J. D.; BETEMPS, D. L. Situação e perspectiva da fruticultura de clima temperado no Brasil. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 33, n.esp., p.109-120, 2011.

- FARIA, C.A.; WÄCKERS, F.L.; PRITCHARD, J.; BARRETT, D. A.; TURLINGS, T.C. High susceptibility of Bt maize to aphids enhances the performance of parasitoids of lepidopteran pests. **Plos ONE**, v. 2, p. 1-11, 2007.
- FARIA, C.A.; WÄCKERS, F.L.; TURLINGS, T.C.J. The nutritional value of aphid honeydew for non-aphid parasitoids. **Basic and Applied Ecology**, v. 9, p. 286-297, 2008.
- FERNANDES, F. L.; SILVA, P. R.; GORRI, J. E.R.; PUCCI, L. F.; SILVA, DA. I. W. Selectivity of old and new insecticides and behaviour of Vespidae predators in coffee crop. **Sociobiology**, v. 60, p. 471-476, 2013.
- FLANDERS, S.E. Regulation of ovulation and egg disposal in the parasitic Hymenoptera. **Canadian Entomology**, v. 82, p. 134-140, 1950.
- FLORES, S.; GOMEZ, L.; MONTOYA, P. Residual control and lethal concentrations of GF-120 (spinosad) for *Anastrepha* spp. fruit flies (Diptera: Tephritidae). **Journal of Economic Entomology**, v. 104, p. 1885–1891, 2011.
- FOERSTER, L. A. Seletividade de inseticidas a predadores e parasitóides. In: PARRA, J. R. P.; BOTELHO, P.S.M.; CORRÊA-FERREIRA, B.S.; BENTO, J.M.S. (ed.). **Controle biológico no Brasil: Parasitóides e predadores**. Barueri, São Paulo: Manole Ltda, p.71-93, 2002.
- FONSECA, A. P. P.; MARQUES, E. J.; TORRES, J. B.; SILVA, L. M.; SIQUEIRA, H. A. Lethal and sublethal effects of lufenuron on sugarcane borer *Diatraea flavipennella* and its parasitoid *Cotesia flavipes*. **Ecotoxicology**, v. 24, p. 1869-1879 2015.
- GARCIA, F. R. M.; ALBERTI, S.; BOGUS, G.M. Moscas-das-frutas em maracujá. **Cultivar HF**, v. 8, p. 30-32, 2009.
- GARCIA, F. R. M.; RICALDE, M. P. Augmentative biological control using parasitoids for fruit fly management in Brazil. **Insects**, v. 4, p. 55-70, 2013.
- GIOLO, F. P.; GRÜTZMACHER, A. D.; MANZONI, C. G.; LIMA, de., C. A. B. NÖRNBERG, S. D. Toxicidade de produtos fitossanitários utilizados na cultura do pessegueiro sobre adultos de *Trichogramma pretiosu*. **Bragantia**, v. 66, p. 176-182, 2007.
- GONÇALVES, R. S.; NAVA, D. E.; PEREIRA, H. C.; LISBÔA, H.; GRÜTZMACHER, A. D.; VARGAS, R. A. Biology and fertility life table of *Aganaspis pelleranoi* (Hymenoptera: Figitidae) in larvae of *Anastrepha fraterculus* and *Ceratitis capitata* (Diptera: Tephritidae). **Annals of The Entomological Society of America**, v. 106, p. 791-798, 2013.
- GROTH, M. Z.; LOECK, A. E.; NÖRNBERG, S. D.; BENARDI, D.; NAVA, D. E. Biology of *Fopius arisanus* (Hymenoptera: Braconidae) in two species of fruit flies. **Journal of Insect Science**, v. 16, p. 1-7, 2016.

GUIMARÃES, J. A.; ZUCCHI, R. A.; DIAZ, N. B.; SOUZA FILHO, M. F.; UCHOA, F. M. A. Espécies de Eucoilinae (Hymenoptera: Cynipoidea: Figitidae) parasitoides de larvas frugívoras (Diptera: Tephritidae e Lonchaeidae) no Brasil. **Anais da Sociedade Entomológica Brasileira**, v.28, p.263-273, 1999.

HARRIS, E. J.; OKAMOTO, R. Y. A method for rearing *Biosteres arisanus* (Hymenoptera: Braconidae) in the laboratory. **Journal of Economic Entomology**, v.84, n.1, p.417–422, 1991.

HARRIS, E. J.; BAUTISTA, R. C.; VARGAS, R. I.; JANG, E. E. B. Rearing *Fopius arisanus* (Sonan) (Hymenoptera: Braconidae) in mediterranean fruit fly (Diptera: Tephritidae). **Hawaiian Entomological Society**, v. 39, p. 121-126, 2007.

HÄRTER, W.R.; GRÜTZMACHER, A.D.; NAVA, D.E.; GONÇALVES, R.S.; BOTTON, M. Isca tóxica e disrupção sexual no controle da mosca-das-frutas sul-americana e da mariposa-oriental em pessegueiro. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v.45, n.3, p.229-235, 2010.

HÄRTER, W.R.; BOTTON, M.; NAVA, D.E.; GRÜTZMACHER, A.D.; GONÇALVES, R.S.; MACHOTE, JR.; BENARDI, D.; ZANARDI, O.Z. Toxicities and residual effects of toxic baits containing spinosad or malathion to control the adults *Anastrepha fraterculus* (Diptera: Tephritidae). **Florida Entomologist**, v. 98, p. 202-208, 2015.

HARVEY, J. A.; CLOUTIER, J.; VISSER, B.; ELLERS, J.; WÄCKERS, F. L.; GOLS, R. The effect of different dietary sugars and honey on longevity and fecundity in two hyperparasitoid wasps. **Journal of Insect Physiology**, v. 58, p. 816-823, 2012.

HOGERVORST, P.A.M.; WÄCKERS, F.L.; ROMEIS, J. Effects of honeydew sugar composition on the longevity of *Aphidius ervi*. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v. 122, p. 223-232, 2007.

HOPE, R. M. **Rmisc: Ryan Miscellaneous. R package version 1.5**. 2013. Disponível em: <<https://CRAN.R-project.org/package=Rmisc>>. Acesso em: 10 mar. 2017.

IBRAF. **Instituto Brasileiro de Frutas**. 2015. Disponível em: <http://www.ibraf.org.br/estatisticas/est_frutas.asp>. Acesso em: 22 jan. 2017.

IBGE. **Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística**. 2016. Disponível em: <<http://www.ibge.gov.br/home/estatistica/indicadores/agropecuaria/lspa/default.shtm>>. Acesso em: 20 jan. 2017.

JARAMILLO C, B. E.; MARTELO E, I.; DUARTE R, E. Acute toxicity of organophosphorus pesticides and analysis of quantitative structure – activity relationship (Qsar). **Biotecnología en el Sector Agropecuario y Agroindustrial**, v. 11, p. 76–84, 2013.

- KAKANI, E.G.; ZYGOURIDIS, N.E.; TSOUMANI, K.T.; SERAPHIDES, N.; ZALOM, F.G.; MATHIOPOULOS, K.D. Spinosad resistance development in wild olive fruit fly *Bactrocera oleae* (Diptera: Tephritidae) populations in California. **Pest Management Science**, v. 66, p. 447-453, 2010.
- KAMIYA, A. C. **Criação massal em dieta líquida e radioesterilização da mosca-sul-americana *Anastrepha* sp. 1 aff. *fraterculus* (Wied., 1830) (Diptera: Tephritidae)**. 2010. 71f. Dissertação (Mestrado em Ciências). Centro de Energia Nuclear, Universidade de São Paulo, Piracicaba.
- KOVALESKI, A.; SUGAYAMA, R.L.; MALAVASI, A. Movement of *Anastrepha fraterculus* from native breeding sites into apple orchards in Southern Brazil. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v. 91, p. 459-465, 1999.
- KOVALESKI, A.; SUAGAYAMA, R.L.; MALAVASI, A. Controle químico em macieiras. In: MALAVASI, A.; ZUCCHI, R.A. (Eds) **Mosca das frutas de importância econômica no Brasil: conhecimento básico e aplicado**. Ribeirão Preto: Holos, 2000, cap.17, p.135-141.
- KOVALESKI, A.; RIBEIRO, L.G. Manejo de pragas na produção integrada de maçã, p.61-76. In: PROTAS, J.F.S.; SANHUEZA, R.M.V. **Produção integrada de frutas: o caso da maçã no Brasil**. Bento Gonçalves: Embrapa Uva e Vinho, 90p. (Circular Técnica 34). 2003.
- LEMO, L.J.U.; SOUZA-FILHO, M.F.; URAMOTO, K.; LOPES, G.N.; ZUCCHI, R.A. Espécies de *Anastrepha* (Diptera: Tephritidae) em pomares de goiaba: diversidade, flutuação populacional e fenologia do hospedeiro. **Arquivos do Instituto Biológico**, v. 82, p. 1-5, 2015.
- LIGHTLE, D.; AMBROSINO, M.; LEE, J.C. Sugar in moderation: sugar diets affect short-term parasitoid behavior. **Physiological Entomology**, v.35, p. 179-185, 2010.
- LIMA, D. B.; MELO, J. W. S.; GUEDES, R. N. C.; SIQUEIRA, H. A. A.; PALLINI, A.; GONDIM JR., M. G. C. Survival and behavioural response to acaricides of the coconut mite predator *Neoseiulus baraki*. **Experimental and Applied Acarology**, v. 60, p. 381–393, 2013.
- LIQUIDO, N. J.; BARR, P. G.; CUNNINGHAM, R. T. *Medhost*: an encyclopedic bibliography of the host plants of the Mediterranean fruit fly, *Ceratitidis capitata* (Wiedemann). Version 1.0. **U.S. Department of Agriculture, Agricultural Research Service**, Tropical Fruit, Vegetable and Ornamental Crop Research Laboratory, Hilo. 1998.
- LIPP, J.P.; SECCHI, V.A. Ensacamento de frutos: uma antiga prática ecológica para controle da mosca-das-frutas. **Agroecologia e Desenvolvimento Rural Sustentável**, v.3, p.53-58, 2002.
- LIU, Y.; LI, X.; ZHOU, C.; LIU, F.; MU, W. Toxicity of nine insecticides on four natural enemies of *Spodoptera exigua*. **Scientific Reports**, v. 6, p. 1-9, 2016.

LOPES, G.N.; SOUZA-FILHO, M.F.; GOTELLI, N.J.; LEMOS, L. J. U.; GODOY, W.A.C.; ZUCCHI, R.A. Temporal overlap and co-occurrence in a guild of Sub-tropical tephritid Fruit Flies. **Plos ONE**, v. 10, p. 1-14, 2015.

LUO, S.; LI, X.; LU, Z.; PAN, W.; ZHANG, Q. Effects of six sugars on the longevity, fecundity and nutrient reserves of *Microplitis mediator*. **Biological Control**, v. 52, p. 51-57, 2010.

MACHOTA JUNIOR, R.; FORMOLO, R.; BERNARDI, D.; BOTTON, M.; RUFATO, L. Efeito de inseticidas sobre *Anastrepha fraterculus* (Wied.) (Diptera: Tephritidae) em uva de mesa "Italia" sob cultivo protegido. **Investigacion Agraria**, v.15, p.113-120, 2013.

MALACRIDA, A.; GOMULSKI, L.; BONIZZONI, M.; BERTIN, S.; GASPERI, G.; GUGLIELMINO, C. Globalization and fruit fly invasion and expansion: the medfly paradigm. **Genetica**, v.131, p.1-9, 2007.

MALAVASI, A.; ZUCCHI, R.A. (Ed). **Moscas das frutas de importância econômica no Brasil: conhecimento básico e aplicado**. São Paulo: Holos, 2000, 327p.

MALAVASI, A. Biologia, ciclo de vida, relação com o hospedeiro, espécies importantes e biogeografia de tefritídeos. In: V CURSO INTERNACIONAL DE CAPACITAÇÃO EM MOSCAS-DAS-FRUTAS, 5, 2009. Biologia, monitoramento e controle. Juazeiro, Biofábrica Moscamed Brasil, p.1-5. 2009.

MANOUKIS, N.; GEIB, S.; SEO, D.; MCKENNEY, M.; VARGAS, R.; JANG, E. An optimized protocol for rearing *Fopius arisanus*, a parasitoid of tephritid fruit flies. **Journal of Visualized Experiments**, v. 53, p. 1-4, 2011.

MANOUKIS, N. C.; GEIB, S. M.; VARGAS, R. I. Effect of host *Bactrocera dorsalis* sex on yield and quality of the parasitoid *Fopius arisanus*. **Biological Control**, v. 59, p. 395-402, 2014.

MANZONI, C.G.; GRÜTZMACHER, A.D.; GIOLO, F.P.; LIMA, C.A.B.D.; NÖRNBERG, S.D.; HÄRTER, W.; MÜLLER, C. Selectivity of pesticides used in integrated production of apple on *Trichogramma pretiosum* Riley, 1879 (Hymenoptera: Trichogrammatidae) in laboratory conditions. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 28, p. 254-257, 2006.

MAPA. Nota técnica para divulgação de investimento no controle de moscas-das-frutas de 2015. In: **Programa Nacional de Combate às Moscas-das-Frutas** – Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Disponível em:<<http://www.agricultura.gov.br/comunicacao/noticias/2015/09/ministra-anuncia-rs-128-milhoes-para-combate-as-moscas-das-frutas>> Acesso em: 07/09/2016.

MARSARO JÚNIOR, A. L.; DEUS, E.G.; RONCHI-TELES, B.; ADAIME, R.; SILVA JÚNIOR, R. J. Species of *Anastrepha* (Diptera: Tephritidae) captured in a guava orchard (*Psidium guayava* L., Myrtaceae) in Boa Vista, Roraima, Brazil. **Brazilian Journal Biology**, v. 73, n.4, p.879-886, 2013.

MENDIBURU, F. **Agricolae: Statistical Procedures for Agricultural Research. R package version 1.2-4**. 2016. Disponível em: <<https://CRAN.R-project.org/package=agricolae>>. Acesso em: 10 mar. 2017.

MERKEL, K. **Patch exploitation behaviour of the tephritid parasitoid *Fopius arisanus*, a candidate for the biological control of mango flies**. 2014. 115f. Tese (Doutorado em Ciências Naturais). Departamento de Biologia / Química, Universidade de Bremen, Bremen.

MERTZ, F.P.; YAO, R.C. *Saccharopolyspora spinosa* sp. nov. Isolated from soil collected in sugar mill rum still. **International Journal of Systematic Bacteriol**, v. 40, p. 34-39, 1990.

MONTOYA, P.; SUÁREZ, A.; LÓPEZ, F.; CANCINO, J. *Fopius arisanus* oviposition in four *Anastrepha* fruit fly species of economic importance in Mexico. **Biological Control**, v. 54, p. 437–444, 2009.

MORETTI, R.; CALVITTI, M. Mortality by parasitization in the association between the egg-pupal parasitoid *Fopius arisanus* and *Ceratitis capitata*. **Biological Control**, v. 48, p. 275-291, 2003.

MOYANO, M. I.; RUBERTI, D.; FLORES, P.; SETA, S.; LEONE, A.; GONSEBATT, G.; CONIGLIO, R.; POGGI, D.; CATRARO, M.; DE FAGOT, M.; QUADRELLI, A. Monitoreo y control del gusano del brote (*Grapholita molesta* Busk) y de mosca del Mediterráneo *Ceratitis capitata* (Weidemann), su relación con el daño causado en durazneros de Piñero (Sta. Fe). **Revista Agromensajes**, v. 36, p. 1-7, 2013.

MOSCARDINI, V. F.; GONTIJO, P. C.; MICHAUD, J. P.; CARVALHO, G. A. Sublethal effects of insecticide seed treatments on two nearctic lady beetles (Coleoptera: Coccinellidae). **Ecotoxicology**, v. 24, p.1152-1161, 2015.

NAFZIGER, J.T.D.; FADAMIRO, H.Y. Suitability of some farmscaping plants as néctar sources for the parasitoid wasps, *Microplitis croceipes* (Hymenoptera: Braconidae): effects on longevity and body nutrients. **Biological Control**, v. 56, p. 225-229, 2011.

NARVÁEZ, A.; CANCINO, J.; CANAL, D.N.; WYCKHUYS, K.A.G. Effect of diferente dietary resources on longevity, carbohydrate metabolismo, and ovariam dynamics in two fruit flay parasitoids. **Arthropo-Plant Interations**, v. 6, p. 361-374, 2012.

NASCIMENTO, O.; CARVALHO, R.S.; MALAVASI, A. Monitoramento populacional. In: MALAVASI, A.; ZUCCHI, R.A. (ED.). **Moscas-das-frutas de importância econômica no Brasil**: conhecimento básico e aplicado. Ribeirão Preto: Editora Holos, 2000. cap. 13. p. 109-112.

NAVA, D.E.; BOTTON, M. **Bioecologia e controle de *Anastrepha fraterculus* e *Ceratitis capitata* em pessegueiro**. Pelotas: Embrapa Clima Temperado, 28p, 2010. (Documentos, 315).

NICÁCIO, J. N.; UCHÔA, M. A.; FACCENDA, O.; GUIMARÃES, J. A.; MARINHO, C. F. Native larval parasitoids (Hymenoptera) of frugivorous Tephritoidea (Diptera) in South Pantanal region, Brazil. **Florida Entomologist**, v. 94, n. 3, p. 407-419, 2011.

NISHIDA, T.; BESS, H. A.; OTA, A. Comparative effectiveness of malathion and malathion yeast hydrolysate bait sprays for control of melon fly. **Journal of Economic Entomology**, v. 50, p. 682–684, 1957.

NONDILLO, A.; ZANARDI, O. Z.; AFONSO, A.; BENEDETTI, A.; BOTTON, M. Efeito de inseticidas neonicotinóides sobre a mosca-das-frutas sul-americana *Anastrepha fraterculus* (Wiedemann) (Diptera: Tephritidae) na cultura da videira. **Bioassay**, v. 2, p. 1-9, 2007.

NORRBOM, A.L.; KORYTKOWSKI, C.A.; ZUCCHI, R.A.; URAMOTO, K.; VENEABLE, G.L.; McCORMICK, J.; DALLWITZ, M.J. ***Anastrepha* and *Toxotrypana*: descriptions, illustrations, and interactive keys**. 2012. Disponível em: <<http://deltaintkey.com/anatox/intro.htm>> Acesso em: 20 jul. 2015.

NUNES, A. M.; MÜLLER, F.; GONÇALVES, R.; GARCIA, M.; COSTA, V.; NAVA, D. Moscas frugívoras e seus parasitoides nos municípios de Pelotas e Capão do Leão, Rio Grande do Sul, Brasil. **Ciência Rural**, v.42, n.1, p.6-12, 2012.

NUNES, A. M.; COSTA, K. Z.; FAGGIONI, K. M.; COSTA, M. L. Z.; GONÇALVES, R. S.; WALDER, J. M. M.; GARCIA, M. S.; NAVA, D.E. Dietas artificiais para a criação de larvas e adultos da mosca-das-frutas sul-americana. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 48, p. 1309-1314, 2013.

NÚÑEZ-CAMPERO, R.; ALUJA, M., RULL J.; OVRUSKI, S. M. Comparative demography of three neotropical larval-preupal parasitoid species associated with *Anastrepha fraterculus* (Diptera: Tephritidae). **Biological Control**, v. 69, p. 8-17, 2014.

OLIVEIRA, H. N.; ANTIGO, M. R.; CARVALHO, G. A.; GLAESER, D. F.; PEREIRA, F. F. Selectivity of inseticides used in the sugar-cane on adults of *Trichogramma galloi* Zucchi (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **Bioscience Journal**, v. 29, p. 1267-1274, 2013.

ONAGBOLA, E.O.; FADAMIRO, H.Y.; MBATA, G.N. Longevity, fecundity, and progeny sex ratio of *Pteromalus cerealellae* in relation to diet, host provision, and mating. **Biological Control**, v. 40, p. 222-229, 2007.

ORLANDO, A.; SAMPAIO, A.S. Moscas-das-frutas. **Biológico**, v. 39, p.143-150, 1973.

OVRUSKI, S.; ALUJA, M.; SIVINSKI, J.; WHARTON, R. Hymenopteran parasitoids on fruit-infesting Tephritidae (Diptera) in Latin America and the southern United States: diversity, distribution, taxonomic status and their use in fruit fly biological control. Tucumán, Argentina. **Integrated Pest Management Reviews**, v.5, p.81-107, 2000.

PARANHOS, B.A.J.; COSTA LIMA, T.C.; GAMA, F. **Controle de Moscas-das-Frutas no Vale do São Francisco**. Embrapa Semiárido. Instruções Técnicas (INFOTECA-E), Petrolina, p.1-2, 2013.

PEDROSO, E.C.; CARVALHO, G.A.; LEITE, M.I.S.; REZENDE, D.T.; MOURA, A.P. Seletividade de inseticidas utilizados na cultura algodoeira a ovos e larvas de terceiro instar de *Cycloneda sanguinea*. **Arquivo Instituto de Biologia**, v.79, p. 61-68, 2012.

PELZ, K.S.; ISAACS, R.; WISE, J.C.; GUT, L.J. Protection of fruit against infestation by apple maggot and blueberry maggot (Diptera: Tephritidae) using compounds containing spinosad. **Journal of Economic Entomology**, v. 98, p. 432-437, 2005.

PEREZ, J.; ROJAS, J.C.; MONTOYA, P.; LIEDO P.; CASTILLO, A. *Anastrepha* egg deposition induces volátiles in fruits that attract the parasitoid *Fopius arisanus*. **Bulletin of Entomological Research**, v.73, n.103, p. 318-325, 2013.

PERRE, P.; FARIA, F.A.; JORGE, L.R.; ROCHA, A.; TORRES, R.S.; SOUZA-FILHO, M.F.; ZUCCHI, R.A. Toward an Automated Identification of *Anastrepha* Fruit Flies in the *fraterculus* group (Diptera, Tephritidae). **Neotropical entomology**, v. 45, p. 554-558, 2016.

PILLING, E.; CAMPBELL, P.; COULSON, M.; RUDDLE, N.; TORNIER, I. A four-year field program investigating long-term effects of repeated exposure of honey bee colonies to flowering crops treated with thiamethoxam. **Plos ONE**, v. 8, p. 1-14, 2013.

POLETTI, M.; MAIA, A.H.N.; OMOTO, C. Toxicity of neonicotinoid insecticides to *Neoseiulus californicus* and *Phytoseiulus macropilis* (Acari: Phytoseiidae) and their impact on functional response to *Tetranychus urticae* (Acari: Tetranychidae). **Biological Control**, v. 40, p. 30–36, 2007.

PONCIO, S.; NUNES, M.A.; GONÇALVES, S.R.; LISBOA, H.; MANICA-BERTO, R.; SILVEIRA, G.M.; NAVA, D.E. Biology of *Doryctobracon brasiliensis* at different temperatures: development of life table and determining thermal requirements. **Journal of Applied Entomology**, v. 140, p. 775-785, 2016.

PROKOPY, R.J.; PAPA J D.R.; HENDRICHS J.; WONG T.T.Y. Behavioral responses of *Ceratitis capitata* to bait spray droplets and natural food. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v. 64, p. 247-57, 1992.

PUINEAN, A.M.; LANDSDELL, S.J.; COLLINS, T.; BIELZA, P.; MILIAR, N.S. A nicotinic acetylcholine receptor transmembrane point mutation (G275e) associated with resistance to spinosad in *Franklinella occidentalis*. **Journal of Neurochemistry**, v. 124, p. 590-601, 2013.

QUIMIO, G.M.; WALTER, G.H. Swarming, delayed sexual maturation of males, and mating behavior of *Fopius arisanus* (Sonan) (Hymenoptera: Braconidae). **Journal of Insect Behavior**, v. 13, p. 797-813, 2000.

QUIMIO, G. M.; WALTER, G. H. Host preference and host suitability in an egg-pupal fruit fly parasitoid, *Fopius arisanus* (Sonan) (Hymenoptera - Braconidae). **Journal of Applied Entomology**, v. 125, p. 135-140, 2001.

R development core team. **R: A language and environment for statistical computing**. R Foundation for Statistical Computing, Vienna, Austria. 2016. Disponível em: <<https://www.R-project.org/>>. Acesso em: 10 mar. 2017.

RAGA, A. Incidência, monitoramento e controle de moscas-das-frutas na citricultura paulista. **Laranja**, v. 26, p. 307-322, 2005.

RAGA, A.; SATO, M.E. Effect of spinosad bait against *Ceratitis capitata* (Wied.) and *Anastrepha fraterculus* (Wied.) (Diptera: Tephritidae) in laboratory. **Neotropical Entomology**, v. 34, p. 815-822, 2005.

RAMADAN, M.H.; WONG, T.T.Y.; BEARDSLEY, J.W. Reproductive behavior of *Biosteres arisanus* (Sonan) (Hymenoptera: Braconidae), an egg-larval parasitoid of the Oriental fruit fly. **Biological Control**, v. 2, p. 28-34, 1992.

RENDON, P.; SIVINSKI, J.; HOLLER, T.; BLOEM, K.; LOPEZ, M.; MARTINEZ, A.; ALUJA, M. The effects of sterile males and two braconid parasitoids, *Fopius arisanus* (Sonan) and *Diachasmimorpha krausii* (Fullaway)(Hymenoptera), on caged populations of Mediterranean fruit flies, *Ceratitis capitata* (Wied.)(Diptera: Tephritidae) at various sites in Guatemala. **Biological Control**, v. 36, p. 224-231, (2006).

RIBEIRO, L.G. Manejo das principais pragas da macieira no Brasil. **Agropecuária Catarinense**, v.23, p.149-157, 2010.

RICALDE, M.P.; NAVA, D.E.; LOECK, A.E.; DONATTI, G.D. Temperature-dependent development and survival of Brazilian populations of the Mediterranean fruit fly, *Ceratitis capitata*, from tropical, subtropical and temperate regions. **Journal of Insect Science**, v. 12, p. 1-11, 2012.

RIPPER, W.E.; GREENSLADE, R.M.; HARTLEY, G.S. Selective insecticides and biological control. **Journal of Economic Entomology**, v.44, p.448-449, 1951.

ROUBOS, C. R.; RODRIGUEZ-SAONA, C.; HOLDCRAFT, R.; MASON, K.S.; ISAACS, R. Relative toxicity and residual activity of insecticides used in blueberry pest management: mortality of natural enemies. **Journal of Economic Entomology**, v. 107, p. 277-285, 2014.

ROUSSE, P.; HARRIS, E. J.; QUILICI, S. *Fopius arisanus*, an egg pupal parasitoid of Tephritidae. Overview. **Biocontrol News and Information**, v.26, p.59–69, 2005.

ROUSSE, P.; GOURDON, F.; QUILICI, S. Host specificity of the egg pupal parasitoid *Fopius arisanus* (Hymenoptera: Braconidae) in La Reunion. **Biological Control**, v.37, p.284–290, 2006.

RUIZ, L.; FLORES, S.; CANCINO, J.; ARREDONDO, A.; VALLE, J.J.; DÍAZ-FLEISCHER, F.; WILLIAMS, T. Lethal and sublethal effects of spinosad-based GF-120 bait on the tephritid parasitoid *Diachasmimorpha longicaudata* (Hymenoptera: Braconidae). **Biological Control**, v.44, p.296-304, 2008.

SALLES, L.A.B. Metodologia de criação de *Anastrepha fraterculus* (Wiedemann, 1830) (Diptera: Tephritidae) em dieta artificial em laboratório. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, v.21, p.479-486, 1992.

SALLES, L. A. B. Parasitismo de *Anastrepha fraterculus* (Wied.) (Diptera: Tephritidae) por Hymenoptera, na região de Pelotas, RS. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v.31, p.769-774, 1996.

SANTOS, W. G. N.; FERNANDES, E. C.; ARAUJO, E. L.; FERREIRA, A. D. C. L.; LACERDA FILHO, M. L. B. Moscas-das-frutas em um pomar comercial de mangueira, no litoral do Rio Grande do Norte. **Agropecuária Científica no Semi Árido**, v. 9, p. 01-06, 2013.

SATTAR, S.; FARMANULLAH, A.; ARIF, M.; SATTAR, H.; QAZI, J.I. Toxicity of some new insecticides against *Trichogramma chilonis* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) under laboratory and extended laboratory conditions. **Pakistan Journal of Zoology**, v. 43, p. 1117-1125, 2011.

SCOZ, P.L.; BOTTON, M.; GARCIA, M.S. Controle químico de *Anastrepha fraterculus* (Wied.) (Diptera: Tephritidae) em laboratório. **Ciência Rural**, v.34, n.6, p. 1689-1694, 2004.

SEQUEIRA, R.; MACKAUER, M. Nutritional ecology of an insect host-parasitoid association: the pea aphid- *Aphidius ervi* system. **Bulletin of the Ecological Society of America**, v. 73, p. 183-189, 1992.

SIDERHURST, M.S.; PARK, S.J.; BULLER, C.N.; JAMIE, I.M.; MANOUKIS, N.C.; JANG, E.B.; TAYLOR, P.W. Raspberry ketone trifluoroacetate, a new attractant for the Queensland fruit fly, *Bactrocera tryoni* (Froggatt). **Journal of Chemical Ecology**, v. 42, p. 156-162, 2016.

SILVA, R.A.; LIMA, A.L.; DEUS, E.D.G. Controle biológico de moscas-das-frutas na Amazônia: um caminho para desenvolvimento sustentável da fruticultura. **Inclusão Social**, v.6, p.90-99, 2013.

SILVA, A.B.; BATISTA, J.L. **Moscas-das-frutas**: uma ameaça à fruticultura. Artigos técnicos. 2015. Disponível em:<<http://www.grupocultivar.com.br/site/content/artigos/artigos.php?=723>>. Acesso em: 22 jan. 2017.

SILVINSKI, J.; ALUJA, M. The evolution of ovipositor length in the parasitic Hymenoptera and the search for predictability in biological control. **Florida Entomologist**, v. 86, p.143-150, 2003.

SINGH, B.; KAUR, J.; SINGH, K. Microbial degradation of an organophosphate pesticide, malathion. **Critical Reviews in Microbiology**, v. 40, p. 146–154, 2014.

SIVINSKI, J.; ALUJA, M.; HOLLER, T. Food sources for adult *Diachasmimorpha longicaudata*, a parasitoid of tephritid fruit flies: effects on longevity and fecundity. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v.118, p.193-202, 2006.

SOUZA, S. A. S.; RESENDE, A. L. S.; STRIKIS, P. C.; COSTA, J. R.; RICCI, M. S. F.; AGUIAR-MENEZES, E. L. Infestação natural de moscas frugívoras (Diptera: Tephritoidea) em café arábica, sob cultivo orgânico arborizado e a pleno sol, em Valença, RJ. **Neotropical Entomology**, v. 34, p. 639-648, 2005.

SOUZA, A. R.; LOPES-MIELEZRSKI, G. N.; LOPES, E. N.; QUERINO, R. B.; CORSATO, C. D. A.; GIUSTOLIN, T. A.; ZUCCHI, R. A. Hymenopteran parasitoids associated with frugivorous larvae in a Brazilian Caatinga-Cerrado Ecotone. **Environmental Entomology**, v. 41, p. 233-237, 2012.

SOUZA, J. R.; CARVALHO, G. A.; MOURA, A. P.; COUTO, M. H. G.; MAIA, J. B. Toxicity of some insecticides used in maize crop on *Trichogramma pretiosum* (Hymenoptera, Trichogrammatidae) immature stages. **Chilean Journal Agricultural Research**, v.74, p. 234-239, 2014.

SOUZA, C. R.; SARMENTO, R. A.; VENZN, M.; SANTOS, G. R. D.; SILVEIRA, M. C.; TSCHOEKE, P. H. Lethal and sublethal effects of neem on *Aphis gossypii* and *Cycloneda sanguinea* in watermelon. **Acta Scientiarum. Agronomy**. v. 37, p. 233-239, 2015.

SPARK, T.C.; DRIPPS, J.E.; WATSON, G.B.; PAROONAGIAN, D. Resistance and cross-resistance to the spinosyns—a review and analysis. **Pesticide Biochemistry and Physiology**, v. 102, p. 1-10, 2012.

STARK, J.D.; VARGAS, R.; MILLER, N. Toxicity of spinosad in protein bait to three economically important tephritid fruit fly species (Diptera: Tephritidae) and their parasitoids (Hymenoptera: Braconidae). **Journal Economic Entomology**, v. 97, p. 911-915, 2004.

STEINER, L. F. Fruit fly control in Hawaii with poison bait sprays containing protein hydrolyzates. **Journal of Economic Entomology**, v. 45, p. 838-843, 1952.

STUHL, C.; CICERO, L.; SIVINSKI, J.; TEAL, P.; LAPOINTE, S.; PARANHOS, B.J.; ALUJA, M. Longevity of multiple species of tephritid (Diptera) fruit fly parasitoids (Hymenoptera: Braconidae: Opiinae) provided exotic and sympatric-fruit based diets. **Journal of Insect Physiology**, v.57, p.1463-1470, 2011.

TOMPKINS, J.M.L.; WRATTEN, S.D.; WÄCKERS, F.L. Nectar to improve parasitoid fitness in biological control: Does the sucrose hexoseratio matter?. **Basic and Applied Ecology**, v. 11, p. 264-271, 2010.

TURICA, A.; VERGANI, A.R.; QUINTANILLA, R.H.; ZERBINO, M.C.; CERUSO, H.E. Las moscas de los frutos. Buenos Aires: INTA , 1971. 17p.

- VANACLOCHA, P.; VIDAL-QUIST, C.; OHEIX, S.; MONTÓN, H.; PLANES, L.; CATALÁN, J.; TENA, A.; VERDÚ, M.J.; URBANEJA, A. Acute toxicity in laboratory tests of fresh and aged residues of pesticides used in citrus on the parasitoid *Aphytis melinus*. **Journal of Pest Science**, v. 86, p. 329-336, 2013.
- VARGAS, R. I.; RAMADAN, M.; HUSSAIN, T.; MOCHUZUKI, T.; BAUTISTA, R. C.; STARK, J. D. Comparative demography of six fruit fly (Diptera: Tephritidae) parasitoids (Hymenoptera: Braconidae). **Biological Control**, v. 25, p. 30-40, 2002.
- VARGAS, R.I.; MILLER, N.W.; PROKOPY, R.J. Attraction and feeding responses of Mediterranean fruit fly and a natural enemy to protein baits laced with two novel toxins, phloxine B and spinosad. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v. 102, p. 273-282, 2002.
- VARGAS, R.I.; LEBLANC, L.; PUTOA, R.; EITAM, A. Impact of introduction of *Bactrocera dorsalis* (Diptera: Tephritidae) and classical biological control releases of *Fopius arisanus* (Hymenoptera: Braconidae) on economically important fruit flies in French Polynesia. **Journal of Economic Entomology**, v. 100, p. 670-679, 2007.
- VARGAS, R. I.; PIÑERO, J. C.; JANG, E. B.; MAU, R. F. L.; STARK, J. D.; GOMEZ, L.; STOLTMAN, L.; MAFRA-NETO, A. Response of Melon Fly (Diptera: Tephritidae) to Weathered SPLAT-Spinosad-Cue-Lure. **Journal of Economic Entomology**, v. 103, p. 1594-1602. 2010.
- VARGAS, R. I.; LEBLANC, L.; PUTOA, R.; PINERO, J. C. Population dynamics of three *Bactrocera* spp. fruit flies (Diptera: Tephritidae) and two introduced natural enemies, *Fopius arisanus* (Sonan) and *Diachasmimorpha longicaudata* (Ashmead) (Hymenoptera: Braconidae), after an invasion by *Bactrocera dorsalis* (Hendel) in Tahiti. **Biological Control**, v.60, p.199–206. 2012.
- VARGAS, R. I.; STARK, J. D.; BANKS, J. LeBLANC, L.; MANOUKIS, N. C.; PECK, S. Spatial dynamics of two oriental fruit fly (Diptera: Tephritidae) parasitoids, *Fopius arisanus* and *Diachasmimorpha longicaudata* (Hymenoptera: Braconidae), in a guava orchard in Hawaii. **Environmental entomology**, v. 42, p. 888-901, 2013.
- VIANNA, U. R.; PRATISSOLI, D.; ZANUNCIO, J. C.; LIMA, E. R.; BRUNNER, J. PEREIRA, F. F. SERRÃO, J. J. Insecticide toxicity to *Trichogramma pretiosum* (Hymenoptera:Trichogrammatidae) females and effect on descendant generation. **Ecotoxicology**, v. 18, p. 180–186, 2009.
- VOLLHARDT, I.M.G.; BIANCHI, F.J.J.A.; WÄCKERS, F.L.; THIES, C.; TSCHARNTKE, T. Nectar vs. honeydew feeding by aphid parasitoids: does it pay to have a discriminating palate?. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v. 137, p. 1-10, 2010.
- WAKEFIELD, M.E.; BELL,H.A.; GATEHOUSE, A.M.R. Longevity and fecundity of *Eulophus pennicornis*, an ectoparasitoid of the tomato moth *Lacanobia oleracea*, is affect by nutritional state and diet quality. **Agricultural and Forest Entomology**, v. 12, p. 19-27, 2010.

- WANG, X. G.; JARJEES, E. A.; MCGRAW, B. K.; BOKONON-GANTA, A. H.; MESSING, R. H.; JOHNSON, M. W.. Effects of spinosad-based fruit fly bait GF-120 on tephritid fruit fly and aphid parasitoids. **Biological Control**, v. 35, p. 155-162, 2005.
- WANG, X. G.; MESSING, R. H. Intra- and interspecific competition by *Fopius arisanus* and *Diachasmimorpha tryoni* (Hymenoptera: Braconidae), parasitoids of tephritid fruit flies. **Biological Control**, v. 27, p. 251-259, 2003.
- WANG, X. G.; MESSING, R. H. Role of egg-laying experience in avoidance of superparasitism by fruit fly parasitoid *Fopius arisanus* (Hymenoptera: Braconidae). **Annals of The Entomological Society of America**, v. 101, p. 656-663, 2008.
- WANG, X.G.; JOHNSON, M.W.; OPP, S.B.; KRUGNER, R.; DAANE, K.M. Honeydew and insecticide bait as competing food resources for a fruit fly and common natural enemies in the olive agroecosystem. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v. 139, p. 128-137, 2011.
- WANG, Y.; CHEN, L.; AN, X.; JIANG, J.; WANG, Q.; CAI, L.; ZHAO, X. Susceptibility to selected insecticides and risk assessment in the insect egg parasitoid *Trichogramma confusum* (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **Journal Economic of Entomology**, v. 106, p. 142–149, 2013.
- WHARTON, R. A. Subfamily Opiinae. In: WHARTON, R. A; MARSH, P. M.; SHARKEY, M. J. (Eds.). Manual of the new world genera of the family Braconidae (Hymenoptera). Lawrence: Allen Press, 1997. p. 379-395.
- WHARTON, R. A.; OVRUSKI, S. M.; GILSTRAP, F. E. Neotropical eucoilidae (Cynipoidea) associated with fruitinfesting tephritidae, with new records from Argentina, Bolivia and Costa Rica. **Journal of Hymenoptera Research**, v. 7, p. 102-115, 1998.
- WILLIAMS III, L.; ROANE, T.M. Nutricional ecology of a parasitic wasp: Food source effects gustatory response, metabolic utilization, and survivorship. **Journal of Insect Physiology**, v. 53, p. 1262-1275, 2007.
- WOLKEN, S.; FRANC, M.; BOUHSIRA, E.; WISEMAN, S.; HAYES, B.; SCHNITZLER, B.; JACOBS, D.E. Evaluation of spinosad for the oral treatment and control of fleas infestations on dogs in Europe. **Veterinary Record**, v. 170, p. 99-104, 2012.
- ZANARDI, O. Z. **Biologia de *Ceratitis capitata* (Wiedemann, 1824) (Diptera: Tephritidae) em frutos de caqui, macieira e videira e efeito de iscas tóxicas para o seu controle e sobre o parasitoide *Diachasmimorpha longicaudata* (Ashmead, 1905) (Hymenoptera: Braconidae) em laboratório.** 2011. 79f. Dissertação (Mestrado em Fitosanidade) - Programa de Pós-Graduação em Fitosanidade, Universidade Federal de Pelotas, Pelotas.

ZART, M.; FERNANDES, O.; BOTTON, M. Biology and fertility life table of the South American fruit fly *Anastrepha fraterculus* on grape. **Bulletin of Insectology**, v.63, p.237-242, 2010.

ZENIL, M.; LIEDO, T.; WILLIAM, J.; VALLE, J.; CANCINO, A. N.; MONTOYA, D. P. Reproductive biology of *Fopius arisanus* (Hymenoptera: Braconidae) on *Ceratitis capitata* and *Anastrepha* spp. (Diptera: Tephritidae). **Biological Control**, v. 29, p. 169-178, 2004.

ZUCCHI, R.A. Mosca-do-mediterrâneo, *Ceratitis capitata* (Diptera: Tephritidae). In: VILELA, E. F.; ZUCCHI, R. A.; CANTOR, F. **Pragas introduzidas no Brasil**. Ribeirão Preto, Holos editora, 2001, p.15- 22.

ZUCCHI, R. A. Fruit flies in Brazil - *Anastrepha* species and their host plants. 2008. Disponível em: <www.lea.esalq.usp.br/anastrepha/>. Acesso em 19 jul. 2016.

ZUCCHI, R. A.; DEUS, E. G.; SILVA, R. A. Espécies de *Anastrepha* e seus hospedeiros na Amazônia brasileira. In: SILVA, R. A.; LEMOS, W. P.; ZUCCHI, R. A. (Ed.). **Moscas-das-frutas na Amazônia brasileira: diversidade, hospedeiros e inimigos naturais**. Macapá: Embrapa Amapá, 2011, p. 51-70.

ZUCCHI, R. A. Fruit flies in Brazil. Host and parasitoids of the Mediterranean fruit fly. 2012. Disponível em: <www.lea.esalq.usp.br/ceratitis/>. Acesso em 15 jul. 2015.