

UNIVERSIDADE FEDERAL DE PELOTAS
Programa de Pós-Graduação em Fitossanidade



Dissertação

**Efeito de iscas tóxicas a base de espinosinas sobre *Ceratitis capitata* e
Diachasmimorpha longicaudata em laboratório**

Morgana Mattiello Baldin

Pelotas, 2017

Morgana Mattiello Baldin

**Efeito de iscas tóxicas a base de espinosinas sobre *Ceratitidis capitata* e
Diachasmimorpha longicaudata em laboratório**

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

Orientador: Dr. Marcos Botton

Co-orientador: Dr. Flávio Roberto Mello Garcia

Pelotas, 2017

Universidade Federal de Pelotas / Sistema de Bibliotecas
Catalogação na Publicação

B177e Baldin, Morgana Mattiello

Efeito de iscas tóxicas a base de espinosinas sobre *Ceratitis capitata* e *Diachasmimorpha longicaudata* em laboratório / Morgana Mattiello Baldin ; Marcos Botton, orientador ; Flávio Roberto Mello Garcia, coorientador. — Pelotas, 2017.

63 f.

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

1. Moscas-das-frutas. 2. Parasitoides. 3. Iscas tóxicas. I. Botton, Marcos, orient. II. Garcia, Flávio Roberto Mello, coorient. III. Título.

CDD : 632.9

Banca examinadora:

Dr. Marcos Botton (Orientador)
Doutor em Entomologia pela Universidade de São Paulo

Prof. Dr. Uemerson Silva da Cunha
Doutor em Entomologia pela Universidade de São Paulo

Dr^a. Andressa Lima de Brida
Doutora em Proteção de Plantas pela Universidade Estadual Paulista

Dr. Sandro Daniel Nornberg
Doutor em Fitossanidade pela Universidade Federal de Pelotas

Aos meus pais, Roberto Baldin e Clareci Mattiello, pelo incansável exemplo de amor, entrega, dedicação e persistência,

Dedico

Agradecimentos

Ao Dr. Marcos Botton, pesquisador da Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária (EMBRAPA)- Centro de Pesquisa Uva e Vinho (CNPUV) pela orientação, paciência, compreensão e ensinamentos.

Ao Programa de Pós-Graduação em Fitossanidade da FAEM- UFPel, pela oportunidade em realizar o mestrado.

A Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) pela concessão da bolsa de estudos.

Aos colegas do laboratório de Entomologia, Joel Pasinato, Inana Shutze, Cleber A. Baronio, Marcelo Z. Nunes, Aline Nondillo, Simone Andzeiewski, Vitor Cezar Pacheco, Aline Guindani, Sabrina Lerin, Ruben Machota Júnior e Ligia Caroline Bortoli por toda a contribuição, espírito de equipe, amizade e momentos agradáveis durante nosso período de convívio.

A técnica de laboratório Vânia Maria Ambrosi Sganzerla pela amizade, carinho, dedicação, conselhos e ajuda referentes ao trabalho e aos momentos pessoais.

Aos colegas e grandes amigos Cléber A. Baronio, Inana Shutze e Marcelo Z. Nunes pelos momentos de descontração, ajuda incondicional, dentro e fora do laboratório, sem os quais não teria sido possível a realização dos experimentos.

Ao Dr. Uemerson Silva da Cunha, a Dr^a. Andressa Lima de Brida e ao Dr. Sandro Nornberg por se disporem a participar como membros na banca examinadora desse trabalho de conclusão do curso de mestrado;

Ao Dr. Daniel Bernardi, professor do Programa de Pós-graduação em Fitossanidade da FAEM-UFPel, pelo apoio, amizade e auxílio durante e após a condução dos trabalhos.

As colegas de residência, Inana Schutze, Naciele Marini, Camila F. P. Nunes, Marcelle B. Almeida, Gabriele Gross e Laura Coutinho pela amizade incondicional, alegria diária, momentos de risos, carinho e aprendizado que serão eternizados.

Ao meu amigo, companheiro, mentor e amor Cristian Fabian Coronel Bobadilla, pelos inúmeros conselhos, apoio e persistência para que eu desse continuidade e finalizasse esse sonho.

Por fim, ao meu filho, que já fazia parte deste momento, iluminando meus passos e dando um novo e incrível sentido a minha vida.

Resumo

BALDIN, Morgana Mattiello. **Efeito de iscas tóxicas a base de espinosinas sobre *Ceratitis capitata* e *Diachasmimorpha longicaudata* em laboratório.** 2017. 61f. Dissertação (Mestrado) - Programa de Pós-Graduação em Fitossanidade. Universidade Federal de Pelotas, Pelotas.

A mosca-do-mediterrâneo *Ceratitis capitata* é uma espécie polífaga que ataca diferentes espécies frutíferas causando perdas significativas na produção. O emprego de iscas tóxicas associadas ao controle biológico com o parasitoide *Diachasmimorpha longicaudata* são alternativas para o manejo da praga. As espinosinas são inseticidas que podem ser empregadas como agentes letais nas formulações de iscas tóxicas proporcionando um controle mais viável sob o ponto de vista ambiental e da segurança do alimento. Nesse trabalho, foi avaliada a Concentração Letal (CL) e o Tempo Letal (TL) do espinosade (Tracer 480 CE) e do espinetoran (Delegate 250 WG) associados aos atrativos alimentares melão de cana-de açúcar a 7%, Biofruit® a 3%, CeraTrap® 1,5%, Flyral® a 1,25%, Isca Samaritá® e Isca Samaritá Tradicional® a 3% sobre *C. capitata*, e avaliado o efeito dessas formulações, na concentração de 96ppm, sobre o parasitoide *D. longicaudata* em laboratório (T=25±2°C, UR=70±15% e fotofase de 12 h). Para determinação da CL sobre *C. capitata*, as iscas foram ofertadas por quatro horas no interior de gaiolas contendo cinco casais, com 5-8 dias de idade, nas concentrações de 250, 130, 70, 40, 20, 6, 2 e 0,1 ppm e 150, 75, 38, 10, 3, 0,8, 0,06 e 0,005 ppm para os inseticidas espinosade e espinetoram, respectivamente. A mortalidade foi avaliada em intervalos de 24, 48, 72 e 96 horas após a aplicação das iscas. Para os dados de TL e efeito sobre *D. longicaudata*, as iscas tóxicas foram formuladas na concentração de 96 ppm e a mortalidade avaliada nos períodos de 2, 4, 6, 8, 10, 12, 14, 16, 18, 20, 22, 24, 36, 48, 60, 72, 84 e 96 horas após a exposição. As menores CL 50 e CL 95 corresponderam, para espinosade (0.76, 7.79 ppm) e espinetoram (0.45, 3.74ppm), à associação com o atrativo alimentar Isca Samaritá Tradicional® a 3%. Os menores TL 50 e 95, em horas, para o inseticida espinosade correspondeu a formulação com Biofruit® a 3% (6.58 e 15,81) e para espinetoram a associação com a Isca Samaritá Tradicional® a 3% (7.92 e 19,76). Para o parasitoide *D. longicaudata*, a associação entre espinosade e espinetoram ao atrativo alimentar Isca Samaritá® a 3% diferiu significativamente das demais iscas tóxicas, ocasionando mortalidade superior a 60%. As formulações que causaram menor mortalidade corresponderam a associação de Biofruit® a 3% com espinosade (4.7%) e Isca Samaritá Tradicional® a 3% com espinetoram (3.5%). As formulações de Biofruit® a 3% com espinosade e Isca Samaritá Tradicional® a 3% com espinetoram apresentaram as melhores respostas para o controle de *C. capitata* assim como para a seletividade ao parasitoide *D. longicaudata*, em laboratório.

Palavras-chave: Moscas-das-frutas, seletividade, parasitoides, iscas-tóxicas.

Abstract

BALDIN, Morgana Mattiello. **Effect of toxic baits based on spinosins on *Ceratitis capitata* and *Diachasmimorpha longicaudata* in laboratory.** 2017. 61f. Dissertation (Master degree) - Phytosanitary Postgraduate Program. Federal University of Pelotas, Pelotas.

The Mediterranean fly *Ceratitis capitata* is a polyphagous species that attacks different fruit species causing significant losses in production. The use of toxic baits associated with biological control with the parasitoid *Diachasmimorpha longicaudata* are alternatives to pest management. Spinosins are insecticides that can be employed as lethal agents in toxic bait formulations providing more environmental safety and safety of food control. In this work, the Lethal Concentration (LC) and Lethal Time (TL) of Spinosad (Tracer 480 CE) and Spinetoran (Delegate 250 WG) were evaluated, associated with the food lures sugarcane molasses (7%), Biofruit® (3%), CeraTrap® (1.5%), Flyral® (1,25%), Isca Samaritá® and Traditional Samaritá® (3%) on *C. capitata*, and evaluated the effect of these formulations in the concentration of 96ppm on the parasitoid *D. longicaudata* in the laboratory (T = 25 ± 2 ° C, RH = 70 ± 15% and 12 h photophase). In order to determine CL on *C. capitata*, the baits were offered for four hours inside cages containing five couples, 5-8 days old, at concentrations of 250, 130, 70, 40, 20, 6, 2 and 0, 1 ppm and 150, 75, 38, 10, 3, 0.8, 0.06 and 0.005 ppm for the spinosad and spinetoran insecticides, respectively. Mortality was evaluated at intervals of 24, 48, 72 and 96 hours after the application of baits. For the TL data and effect on *D. longicaudata*, the toxic baits were formulated at 96 ppm concentration and the mortality evaluated at 2, 4, 6, 8, 10, 12, 14, 16, 18, 20, 22, 24, 36, 48, 60, 72, 84 and 96 hours after exposure. The lowest CL 50 and CL 95 corresponded to the association with the food attraction Isca Samaritá Tradicional® at 3% for spinosad (0.76, 7.79 ppm) and spinetoran (0.45, 3.74ppm). The lowest TL 50, in hours, for the insecticide spinosad corresponded to the formulation with Biofruit® at 3% (6.58) and to spinetoran associated with the Traditional Isca Samaritá® at 3% (7.92). The TL 95 minors corresponded to the same attractions when associated with the insecticides spinosad (15.81) and spinetoran (19.76). For the parasitoid *D. longicaudata*, the association between spinosad and spinetoran to the food attraction Isca Samaritá® at 3% differed significantly from the other toxic baits, causing mortality higher than 60%. The formulations that caused lower mortality corresponded to the association of 3% Biofruit® with spinosad (4.7%) and 3% Traditional Isca Samaritá® with spinetoran (3.5%). The formulations of Biofruit®(3%) with spinosad and Traditional Samaritá bait® with spinetoran showed the best responses for the control of *C. capitata* as well as for the selectivity to *D. longicaudata*, in the laboratory.

Keywords: Fruit flies, selectivity, parasitoids, baits-toxic.

Lista de Tabelas

Tabela 1 Concentração letal média (CL₅₀ e CL₉₅) de formulações de iscas tóxicas sobre *Ceratitis capitata* em laboratório (temperatura de 25±2 °C, umidade relativa do ar de 75±15% e fotofase de 12 horas).

Tabela 2 Tempo letal médio em horas (TL₅₀ e TL₉₅) de formulações de iscas tóxicas formuladas na concentração de 96 mg/L para o controle de *C. capitata* em laboratório (temperatura de 25±2 °C, umidade relativa do ar de 75±15% e fotofase de 12 horas).

Tabela 3 Número médio de insetos vivos (N ± EP) e mortalidade (M %) de adultos de *Diachasmimorpha longicaudata*, 24, 48, 72 e 96 horas após exposição (HAE) das iscas tóxicas em laboratório (Temperatura 25±2°C, 75±15% UR e fotofase de 12 horas).

SUMÁRIO

1	Introdução Geral	10
2	Revisão de Literatura.....	13
2.1	Importância econômica das moscas-das-frutas	13
2.2	Bioecologia de <i>Ceratitis capitata</i>	15
2.3	Manejo de <i>Ceratitis capitata</i>	17
2.3.1	Iscas tóxicas para o manejo de <i>Ceratitis capitata</i>	19
2.4	Espinosinas para o manejo de <i>Ceratitis capitata</i>	22
2.5	Controle biológico com <i>Diachasmimorpha longicaudata</i>	23
2.5.1	Efeito de inseticidas sobre <i>Diachasmimorpha longicaudata</i>	27
3	Artigo	29
4	Considerações Finais	47
	Referências.....	48

1 Introdução Geral

Ceratitis capitata (Wiedemann, 1824) (Diptera:Tephritidae), conhecida como mosca- do-mediterrâneo, foi registrada no Brasil primeiramente por Ihering (1901), e em seguida foram relatados seus hospedeiros (Hempel, 1905) e parasitoides (Hempel, 1906). Essa espécie está distribuída causando danos em praticamente todos os Estados, com ênfase no Nordeste e Sudeste, mas também com registros de ocorrência no Paraná e Rio Grande do Sul (LORENZATO, 1988; GARCIA; CORSEUIL,1998, 1999). Nava et al. (2008) relataram uma mudança na ocorrência desses tefritídeos, com aumento significativo da mosca-do-mediterrâneo na metade sul do Estado do Rio Grande do Sul, próximo a pomares comerciais.

Ceratitis capitata é originária da África tropical (MALACRIDA et al., 1998) sendo a espécie mais invasora e cosmopolita, com capacidade de desenvolvimento em 374 hospedeiros em todo o mundo, pertencentes a 69 famílias. Desses, 40% são pertencentes a cinco famílias de plantas hospedeiras, Myrtaceae (5%), Rosaceae (11%), Rutaceae (9%), Sapotaceae (6%) e Solanaceae (9%) (LÍQUIDO et al., 1991; FILHO, 2012). No Brasil, os hospedeiros preferenciais de *C. capitata* são exóticos, pertencentes às famílias Rutaceae (laranja, tangerina, pomelo), Rubiaceae (café), Rosaceae (pêssego, ameixa, nectarina) e Combretaceae (chapéu-de-sol) (MALAVASI, 2009).

Segundo Zucchi (2017), a espécie *C. capitata* ataca 94 espécies de hospedeiros, pertencentes a 27 famílias, denotando a sua grande capacidade de adaptação aos nichos invadidos. Essa adaptação da espécie a diferentes habitats, com mudanças de temperatura e umidade, pode estar relacionada a diferenças em seu mecanismo fisiológico, apresentando maior tolerância a desidratação que outras espécies do mesmo gênero como *Ceratitis cosyra* (Walker) e *Ceratitis rosa* Karsch, que se encontram restritas ao continente de origem, na África subsaariana (WELDON et al., 2016). Os mesmos autores constataram que *C. capitata* perde água em taxas significativamente menores que as demais, assim como possuem capacidade de catabolizar reservas de lipídios durante o período de estresse hídrico.

Os prejuízos em decorrência da presença de moscas-das-frutas ocorre tanto pelas fêmeas, que perfuram os frutos ao realizarem a oviposição e

permitirem a entrada de patógenos como pelas larvas, que além de consumirem a polpa provocam a indução da maturação precoce. Isso ocorre devido à ação do fitormônio etileno como resposta ao estresse causado pelos danos mecânicos dessa praga, e conseqüente queda prematura dos frutos (KENDE, 1993; ZART et al., 2011).

Para Paranhos (2007), o principal prejuízo ocasionado por essa espécie é a restrição quarentenária imposta pelo comércio internacional de frutas frescas. Com isso, são indispensáveis programas de manejo incluindo o controle biológico, como tentativa de erradicação ou supressão de populações de *C. capitata* (BRAVO, 2010).

Diversas são as práticas de manejo recomendadas, dentre elas a instalação de armadilhas com atrativos alimentares e/ou feromônios sexuais, eliminação de hospedeiros alternativos, utilização de variedades resistentes, ensacamento de frutos, aplicação de iscas tóxicas, aplicação de produtos químicos, liberação de inseto estéril e conservação de inimigos naturais (NASCIMENTO et al., 2008).

As iscas tóxicas são compostas pela associação de um atrativo alimentar com um inseticida, agindo por consequência sobre o comportamento dos insetos (TAN et al., 2014) uma vez que os adultos das moscas-das-frutas não apresentam alta fecundidade e sobrevivência caso água, carboidratos, aminoácidos, vitamina B e sais não estejam disponibilizados (CHRISTENSON; FOOTE, 1960).

Em regiões de clima temperado, a principal fonte de alimento dos tefritídeos é o *honeydew* secretado por pulgões, cochonilhas e outros insetos sugadores, já para regiões tropicais ou subtropicais, com ocorrência frequente de chuvas, fezes de pássaros assim como frutos injuriados por outros animais ou em estado de deterioração são as principais fontes de nutrientes (PROKOPY; ROITBERG, 1984).

Gazit et al. (2013) também salientam que frutos caídos, em estado de decomposição servem como fonte de alimento para adultos de moscas-das-frutas, inclusive podendo tornar-se competitivo no campo com os atrativos alimentares associados com inseticidas na formulação de iscas tóxicas.

No Brasil, a utilização de iscas tóxicas e a pulverização de inseticidas em cobertura total são as principais formas de controle adotadas pelos produtores, em especial através do emprego de inseticidas organofosforados (BOTTON et al.,

2016). No entanto, é importante salientar que o uso de inseticidas com ação de profundidade não é recomendado devido aos riscos de os frutos tratados apresentarem níveis de inseticida acima do LMR (Limite Máximo de Resíduo) permitido durante as etapas de comercialização e consumo (RAGA; SATO, 2016).

Embora os organofosforados sejam os principais inseticidas empregados como agentes letais na formulação de iscas tóxicas (HARTER et al., 2010; BORGES et al., 2015), mais recentemente as espinosinas, inseticidas neurotóxicos, agonistas da acetilcolina têm recebido atenção por serem produtos de origem natural e serem mais seletivos a insetos benéficos quando comparado aos organofosforados (CROUSE et al., 2001; SPARKS et al., 2001; GALM; SPARKS, 2015).

Além do controle químico, o biológico, com a utilização de parasitoides, também surge como alternativa sendo parte fundamental do Manejo Integrado de Pragas (LAIG; HAMAI, 1976). A família Braconidae compõe a ordem dos Himenópteros, que muito são estudados e conhecidos, principalmente por sua especificidade quanto ao uso de tefritídeos como hospedeiros, sendo desta forma considerados a melhor opção para o controle biológico de moscas-das-frutas (ALUJA et al., 1990).

Diachasmimorpha longicaudata Ashmead é um parasitoide originário da região Indo-australiana, introduzido no Brasil em 2004, o qual apresenta boa capacidade de dispersão e adaptação (PARANHOS, 2007). Além disso, Meirelles et al. (2016) verificaram que sua liberação de forma massal em campo não prejudica a atuação de parasitoides nativos, podendo ser utilizada com prática integrada a outras formas de manejo para o controle de moscas-das-frutas.

O objetivo desse trabalho foi avaliar a toxicidade de espinosade e espinetoram associados a diferentes atrativos alimentares em formulações de iscas tóxicas sobre *Ceratitis capitata* e o parasitoide *Diachasmimorpha longicaudata* em laboratório.

2 Revisão de Literatura

2.1 Importância econômica *Ceratitis capitata*

O Brasil é o terceiro maior produtor mundial de frutas, com produção de 43 milhões de toneladas ao ano (ANUÁRIO BRASILEIRO DE FRUTICULTURA, 2016), evidenciando que a fruticultura atua como atividade econômica importante, em destaque nas regiões Nordeste, Sudeste e Sul, aonde as condições climáticas e diversidade favorecem o setor e produção de uma grande variedade de espécies frutíferas (ADAMI et al., 2016). Segundo o IBGE (2017), a fruticultura ocupa 27,3% de uma área de 5,7 milhões de hectares destinada ao setor agrícola com destaque para os estados de São Paulo, o qual concentra 40% da produção de frutas, Bahia, com participação de 12%, Rio Grande do Sul (6%), Minas Gerais (6%) e Pará (3,7%). No cenário mundial, a participação do Brasil na exportação de frutas não ultrapassa 2% (ANUÁRIO BRASILEIRO DE FRUTICULTURA, 2016), no entanto houve um aumento de 80% no volume exportado no período entre 2000 a 2015 em função de medidas adotadas pelo Brasil nos âmbitos público e privado para assegurar maior competitividade no mercado externo. Expansão de perímetros irrigados, infraestrutura para transporte, apoio técnico e tecnológico e medidas de controle fitossanitário compõe um papel decisivo na aceitação ou rejeição das frutas brasileiras pelos países importadores (ADAMI, 2016). As principais frutas frescas exportadas nos últimos 15 anos foram manga, melão, uva, mamão, limão, maçã, melancia, banana e laranja (ADAMI, 2016), sendo algumas dessas hospedeiras (manga, melão, uva, mamão, maçã, laranja) de diferentes espécies de moscas-das frutas, responsáveis por prejuízos de aproximadamente 180 milhões de reais por ano (MAPA, 2015) em função de danos diretos e indiretos, como restrições quarentenárias (PARANHOS et al., 2008) e questões referentes a normas de registro de agrotóxicos devido a pela presença de resíduos químicos de produtos não autorizados ou pela quantidade dos mesmos acima do limite máximo de resíduos permitido (ADAMI, 2016). Com isso, a ocorrência constante de moscas-das-frutas nos pomares é um dos principais desafios para a produção de frutas (NAVA; BOTTON, 2010). Os fatores que contribuem para o elevado número de espécies de moscas-das-frutas ocorrentes no Brasil, são devido a extensão continental, sua localização ser na região dos trópicos e por haver uma rica

diversidade vegetal ou seja, uma grande quantidade de plantas hospedeiras.

As moscas-das-frutas (Diptera: Tephritidae) são historicamente as mais importantes pragas da fruticultura brasileira (SCOZ et al., 2004; HARTEK et al., 2010; 2015; BRAGA SOBRINHO, 2014). São conhecidas 4.711 espécies, 484 gêneros e a maior diversidade é encontrada na região tropical (FILHO, 2012). Os principais gêneros de importância econômica são *Anastrepha* (15 espécies), *Bactrocera* (40 espécies), *Ceratitís* (11 espécies), *Dacus* (11 espécies), *Rhagoletis* (17 espécies) e *Toxotrypana* (uma espécie) (FILHO, 2012). No Brasil, as espécies de moscas-das-frutas de importância econômica pertencem aos gêneros *Anastrepha*, *Ceratitís* e *Bactrocera*. O gênero *Bactrocera* é representado pela mosca-da-carambola *Bactrocera carambolae* (Drew; Hancock), o gênero *Ceratitís* é representado pela mosca-do-mediterrâneo *C. capitata* (Wiedemann), a qual foi introduzida no Brasil no século passado. O gênero *Rhagoletis* é representado por quatro espécies e o *Anastrepha* por 95 espécies no Brasil (ZUCCHI, 2000).

A mosca-do-mediterrâneo é originária da África tropical (Malacrida et al., 1998) é a espécie mais invasora e cosmopolita, com capacidade de desenvolvimento em 374 hospedeiros em todo o mundo, pertencentes a 69 famílias. Desses, 40% são pertencentes a cinco famílias de plantas hospedeiras: Myrtaceae (5%), Rosaceae (11%), Rutaceae (9%), Sapotaceae (6%) e Solanaceae (9%) (LÍQUIDO et al., 1991, FILHO, 2012).

O primeiro registro de *C. capitata* no Brasil foi feito por Ihering (1901), aonde em seguida relatou seus hospedeiros (Hempel, 1905) e parasitoides (Hempel, 1906). Atualmente essa espécie encontra-se distribuída em praticamente todos os estados, representando importância econômica no Nordeste e Sudeste. Na região Sul encontra-se mais restrita em áreas urbanas embora tenham sido realizados registros em pessegueiros no Paraná (Fehn, 1981) e no Rio Grande do Sul (LORENZATO, 1988; GARCIA; CORSEUIL, 1998, 1999). Na região da fronteira oeste do Rio Grande do Sul e limítrofes com os países Argentina e Uruguai, foi constatada a presença dos gêneros *Ceratitís* e *Anastrepha* tanto em frutos nativos de pitangueira (*Eugenia uniflora*), goiabeira (*Psidium guajava*), jabuticabeira (*Plinia cauliflora*), nespereira (*Eriobotrya japônica*) e cerejeira (*Eugenia involucrata*) como exóticos de pessegueiro (*Prunus persica*), nectarineira (*Prunus persica* var. *Nucipersica*), tangerineira (*Citrus reticulata*), bergamoteira (*Citrus bergamia*),

laranjeira (*Citrus sinensis*) e caqui (*Diospyros kaki*). No entanto, o maior índice de infestação por *C. capitata* foi detectado em nectarineiras, que apresentaram 72,01 pupários/Kg e 2,51 pupários/fruto (DIAS et al., 2013).

Em estudos sobre análise faunística e densidade populacional de moscas-das-frutas no estado de Minas Gerais, Duarte et al. (2016) identificaram a presença e predominância de *C. capitata* em pomares de citros (94 % dos insetos amostrados). Trassato et al. (2017), detectaram *C. capitata* pela primeira vez no estado de Roraima, em frutas de goiabeira situadas na área urbana no ano de 2014.

O prejuízo em decorrência da presença dessa espécie ocorre tanto pelas fêmeas, que perfuram os frutos ao realizarem a oviposição e permitem a entrada de patógenos como pelas larvas, que além de consumirem a polpa provocam a indução da maturação precoce, devido à ação do fitormônio etileno em resposta ao estresse causado pelos danos mecânicos dessa praga e consequente queda prematura dos frutos (KENDE, 1993; ZART et al., 2011).

Além desses, para Paranhos e Barbosa (2005) o principal prejuízo ocasionado por essa espécie é a restrição quarentenária imposta pelo comércio internacional de frutas frescas. Com isso, são indispensáveis programas de manejo e controle biológico, como tentativa de erradicação ou supressão de populações de *C. capitata* (BRAVO, 2010).

2.2 Bioecologia de *Ceratitís capitata*

Os adultos de *C. capitata* medem de 4 mm a 5 mm de comprimento por 10 mm a 12 mm de envergadura, apresentam coloração predominantemente amarela com olhos castanho-violáceos. O tórax é preto na face superior com desenhos brancos simétricos, o abdome é amarelo com duas listras transversais acinzentadas e as asas são transparentes com listras amarelas sombreadas (NAVA; BOTTON, 2010).

Segundo Paranhos (2007) a estratégia de cópula de moscas-das-frutas consiste em:

- a) aglomeração dos machos na parte inferior de folhagens de plantas hospedeiras ou não (leks), b) emissão do feromônio sexual, c) chamada através do batimento das

asas (calling), d) Chegada da fêmea, ficando a fêmea frente a frente ao macho, e) ambos se tocam com as antenas, f) macho pula sobre a fêmea e inicia a cópula, podendo ou não aceitar o macho e g) fim da cópula, a qual dura em média 2,5 horas, podendo chegar até 4 horas. Esse é o tempo necessário para a transferência do sêmen do macho para as duas espermatecas das fêmeas. Caso as espermatecas não sejam preenchidas completamente, a fêmea poderá procurar outro macho para uma nova cópula e se este for selvagem vai gerar descendentes. Após o acasalamento, as fêmeas permanecem cerca de 11 dias no período de pré-oviposição, aonde passam a se alimentar basicamente de proteínas e carboidratos a fim de produzirem ovos férteis (MCDONALD; MCINNIS, 1985).

Na natureza, o suprimento da necessidade proteica por moscas adultas é feito através da alimentação de fezes de pássaros e *honeydew* (HENDRICHS et al., 1993), já na fase larval, o suprimento adicional de proteína é proporcionado, provavelmente, pela ingestão de microrganismos presentes nos frutos (FERNANDES-DA-SILVA; ZUCOLOTO 1997; BRAVO, 2010).

Em seguida, passam a procurar hospedeiros (frutos) para oviposição, a qual é realizada introduzindo o ovipositor no mesocarpo e colocando de um a treze ovos, quantidade variável de acordo com a espécie e tamanho do fruto (MCDONALD; MCINNIS, 1985). Zanardi et al. (2011) avaliaram o desenvolvimento e reprodução de *C. capitata* nos hospedeiros de maçã, pêssago e caqui e verificaram maior peso de pupas, viabilidade pupal, assim como maior período de oviposição, fecundidade média diária, fecundidade total e longevidade de adultos em pêssago. A oviposição pode ser feita com mais de um ovo por hospedeiro, podendo ainda aproveitar orifícios já existentes nas cascas, mesmo que esses já contenham ovos de *C. capitata* ou de outras espécies de moscas-das-frutas (PARANHOS, 2007).

O ciclo biológico do inseto está diretamente associado ao alimento ingerido na fase larval, podendo resultar em variação quanto ao número de gerações anuais assim com a densidade populacional da praga (PLACIDO et al., 2005).

De acordo com Zanardi (2011) a duração da fase imatura de *C. capitata* variou de 11, 16, 18 e 21 dias e o período de ovo-adulto de 24, 29, 32 e 35 dias para os hospedeiros pessegueiro, caquizeiro, videira e macieira, respectivamente. Já em estudos realizados utilizando como hospedeiros mamão e laranja, o ciclo de

vida (eclosão à emergência) foi de 16 e 18 dias, respectivamente (BRAVO, 2010).

Além da influência da alimentação, a temperatura também atua sobre o ciclo, sendo esse mais longo em regiões de temperaturas menores e mais curto em regiões de temperaturas mais elevadas, a exemplo do Submédio do Vale do São Francisco, aonde a mosca pode completar seu ciclo (ovo-adulto) em menos de 30 dias, ocasionando até 12 gerações ao ano (PARANHOS, 2007).

2.3 Manejo de *Ceratitís capitata*

As moscas-das-frutas (Diptera: Tephritidae) incluem algumas espécies que são pragas-chave em frutíferas de todas as regiões produtoras do mundo, cujo controle ainda depende essencialmente da aplicação de inseticidas químicos sintéticos (RAGA; SATO, 2016).

Dentre as práticas de manejo, as mais utilizadas para o controle são a instalação de armadilhas com atrativos alimentares e/ou feromônios sexuais, eliminação de hospedeiros alternativos, utilização de variedades resistentes, ensacamento de frutos, aplicação de produtos químicos, liberação de inseto estéril, conservação de inimigos naturais e aplicação iscas tóxicas (NASCIMENTO et al., 2008).

No Brasil, a utilização de iscas tóxicas e cobertura total sobre a parte aérea das plantas com inseticidas são as principais formas de controle adotadas pelos produtores. No entanto, é importante salientar que o uso de inseticidas com ação de profundidade não é recomendado devido aos riscos de os frutos tratados apresentarem níveis de inseticida acima do LMR (Limite Máximo de Resíduo) permitido durante as etapas de comercialização e consumo (RAGA; SATO, 2016).

Os grupos químicos autorizados pelo MAPA (Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento) para o controle de *C. capitata* são organofosforados, piretróides, espinosinas (Espinósade e Espinetoram) e éter etílico (AGROFIT, 2017).

O uso de organofosforados, em especial o Dimetoado, Fention, Fenitrothion e Triclorfom compõe a principal forma de controle sobre moscas-das-frutas desde 1960, para culturas altamente suscetíveis ao seu ataque (RAHMAN; BROUGHTON, 2016). No entanto recentemente ambos os inseticidas tiveram seu uso suspenso em vários países, a exemplo da Austrália, por restrições toxicológicas. No

Brasil, recentemente as moléculas de fentiom e triclorfom foram retirados do mercado, dificultando a supressão da população de moscas e trazendo a tona uma demanda por moléculas alternativas de controle (RAGA; SATO, 2016).

O emprego da malationa como principal opção de agente letal para iscas tóxicas (RUIZ et al., 2008; HARTER et al., 2010; BORGES et al., 2015) deve-se à sua baixa toxicidade a mamíferos e custo reduzido (MORENO; MANGAN, 2000; RAGA; SATO, 2005) além de ser registrada para diversas frutíferas de clima temperado (AGROFIT, 2017).

Em estudo realizado por Rahman e Broughton (2016) avaliando a possibilidade de substituição do fentiom por thiacloprid e clothianidin (neonicotinóides) para o controle de *C. capitata*, os autores evidenciaram que a eficácia do organofosforado foi superior tanto para a mortalidade de adultos, como efeito ovicida, percentual de pupas formadas e deformações de asas nos insetos emergidos. Com isso, reiteram a necessidade da integração de técnicas para incrementar a segurança no controle de moscas-das-frutas utilizando produtos mais seletivos e menos agressivos a insetos benéficos como abelhas e inimigos naturais.

O controle químico deve ser utilizado como uma ferramenta importante em programas de manejo integrado de pragas, no entanto deve ser usado racionalmente, uma vez que apresenta efeitos nocivos ao agroecossistema. O monitoramento das áreas é imprescindível para viabilizar as estratégias de controle e comprovar a captura/armadilha/dia (MAD) necessária no caso da comercialização internacional, a qual necessita ser menor que 1 (MORELLI et al., 2012).

Esse monitoramento é realizado com armadilhas do tipo Jackson e McPhail, em densidades de uma armadilha para cada cinco hectares, a fim de identificar focos e pontos de invasão nos pomares. Associado a isso, o recolhimento de frutos caídos para posteriormente enterrá-los em profundidade 50-70cm é de extrema importância para evitar novas infestações (PARANHOS; BARBOSA, 2005).

Para a captura específica de *C. capitata*, utiliza-se armadilhas do tipo Jackson, com o atrativo sexual trimedlure (NASCIMENTO et al., 2000) e armadilhas McPhail, contendo um atrativo alimentar que visa atrair as moscas para o interior da armadilha, ocasionando a morte das mesmas por afogamento (DINIZ, 2016).

Com isso, a definição da estratégia a ser utilizada para o controle químico de moscas- das-frutas depende da espécie de Tephritidae, da cultura e da região abrangida (RAGA; SATO, 2016).

2.3.1 Iscas tóxicas para o manejo de *Ceratitis capitata*

As iscas tóxicas são uma ferramenta de manejo para reduzir a população de mosca- das-frutas sem necessidade de realizar aplicação de inseticidas em área total (NAVARRO- LLOPIS et al., 2012; HARTER et al., 2015). Possuem como base o emprego de um atrativo alimentar para os adultos, q u e m o r r e m ao entrar em contato ou ao ingerirem o inseticida associado à isca (KOVALESKI; RIBEIRO, 2003), com objetivo de reduzir a infestação dos adultos que se deslocam de hospedeiros alternativos localizados próximos às áreas de cultivo para o interior dos pomares (KOVALESKI et al., 1999; BORGES et al., 2015).

A elaboração de iscas tóxicas pode ser realizada com diversas substâncias, as quais podem conter diferentes ingredientes ativos associados a açúcares, proteínas, feromônios e voláteis de plantas (BORGES et al., 2015; HÄRTER et al., 2015). Um dos fatores que explica a eficiência das iscas tóxicas no controle de mosca-das-frutas é que estas necessitam de fontes proteicas e açúcares para sua maturidade sexual e sobrevivência (RAGA; SATO, 2005). Entretanto, uma variedade de alimentos como esterco de pássaros, exsudados de plantas e frutos caídos encontra-se disponível no campo para os adultos, sendo que a eficiência da isca depende da sua capacidade de competir com os voláteis dos frutos, necessitando possuir características aceitáveis e fagoestimulantes para serem consumidas pelas moscas (VARGAS et al., 2002; PELZ et al., 2005; RAGA; SATO, 2005).O inseticida malationa tem sido o mais empregado em formulação em iscas tóxicas em todo o mundo (MANGAN, 2014) e no Brasil, osorganofosforados, têm sido utilizados no campo contra mosca-das-frutas nos últimos 40 anos (ORLANDO; SAMPAIO, 1973; SALLES, 1995; RAGA;SATO, 2011).

O melaço de cana-de-açúcar e as proteínas hidrolisadas ganham destaque como os atrativos alimentares mais utilizados em formulações de iscas tóxicas (BORGES et al., 2015; RAGA; SATO, 2016). Além destas, outras opções estão disponíveis no mercado como o Flyral® (proteínas hidrolisadas) (Biolbérica S.A.,

Barcelona, Espanha), isca Samaritá® (proteína hidrolisada de milho) (Samarita Indústria e Comércio Ltda., Artur Nogueira, SP, Brasil), Samaritá Tradicional® (proteína vegetal, açúcares redutores e conservantes) (Samarita Indústria e Comércio Ltda., Artur Nogueira, SP, Brasil), que foram desenvolvidos para serem empregados como atrativos para as moscas das frutas (*Anastrepha* sp. e *C. capitata*) e o atrativo CeraTrap® (proteína hidrolisada enzimática de origem animal) (Biolbérica S.A., Barcelona, Espanha) tem tido seu uso difundido para monitoramento (LASA et al., 2014). Na maioria dos casos, as iscas tóxicas são formuladas na propriedade misturando proteína hidrolisada ou melaço de cana-de-açúcar com inseticidas, comumente utilizando-se organofosforados (RAGA, 2006; HÄRTER et al., 2010; BOTTON et al., 2016).

A escolha pelo melaço de cana-de-açúcar muitas vezes se dá pela produção e/ou comercialização ocorrer em regiões próximas as áreas de cultivos de frutas tornando o seu preço vantajoso, o que não ocorre com as proteínas hidrolisadas importadas que, além de serem comercializadas em dólar, recebem alta carga tributária aumentando consideravelmente os custos de aquisição (SHUTZE, 2017).

Embora eficaz e de custo reduzido, o melaço de cana-de-açúcar é utilizado em alta concentração (7%), gerando a necessidade de se armazenar grandes volumes na propriedade. Além deste fator de ordem prática, como o melaço é um resíduo da indústria canavieira, o mesmo não possui padronização sendo muitas vezes, contaminado com resíduos que afetam negativamente a eficácia do composto. Nesse sentido, o emprego da proteína hidrolisada como atrativo alternativo ao melaço de cana-de-açúcar nas iscas tóxicas é uma opção que deve ser avaliada (RAGA et al., 2006).

Ainda, estudos tem documentado impactos significativos de iscas tóxicas a base de malationa em espécies de insetos não alvos incluindo predadores e parasitoides (EHAER et al., 1984; HOY; DAHLSTEN, 1984; SCOZ et al., 2004; NONDILLO et al., 2007), interferindo no controle biológico (RAGA e SATO, 2005) além de deixar resíduos indesejáveis nos frutos (SALLES, 1998; KOVALESKY e RIBEIRO, 2003; SCOZ et al., 2004) o que demanda a busca por alternativas de manejo.

Urbaneja et al. (2009) evidenciaram, em pomares de citrus na Espanha, que a utilização de iscas tóxicas formuladas com espinosade, reduziram

satisfatoriamente a população de adultos de *C. capitata* e foram mais seletivas aos inimigos naturais *Cryptolaemus montrouzieri* (Mulsant) e *Neoseiulus californicus* (McGregor), podendo substituir as formulações com o inseticida malationa.

No passado, as iscas tóxicas associadas a inseticidas com ação de contato, como os organofosforados, não exigiam a presença de fagoestimulantes uma vez que os insetos não necessariamente precisariam ingerir o produto (MANGAN, 2014). Atualmente, com o emprego das espinosinas como substitutas da malationa (VARGAS et al., 2002; SCOZ, 2004; RAGA; SATO, 2005), atuando principalmente por ingestão (SALGADO, 1998; VONTAS et al., 2011; BORGES et al., 2015), esse passa a ser um fator determinante.

A capacidade de atração, a qual determina a aproximação do inseto até o local ou ponto de aplicação da isca tóxica, assim como a capacidade fagoestimulante ou resposta alimentar compõe os principais fatores a serem considerados na escolha de atrativos alimentares (MORENO; MANGAN, 2002; VARGAS et al., 2002). Em 2006 foi introduzido no mercado brasileiro uma nova formulação de isca comercial (Success* 0,02 CB®) conhecido internacionalmente como GF-120 NF (PROKOPY et al., 2004; BORGES et al., 2015), produto orgânico que contém espinosade, inseticida derivado de produtos da fermentação da bactéria de solo *Saccharopolyspora spinosa* Mertz e Yao, e uma mistura de açúcar, proteína, acetato de amônio e outros ingredientes (YEE; CHAPMAN, 2005). A isca caracteriza-se por apresentar alta eficiência no controle de moscas-das-frutas, maior resistência a chuva e reduzido efeito sobre inimigos naturais e polinizadores (RAGA; SATO, 2005; PIÑERO et al., 2009; HÄRTER et al., 2010), sendo recomendado para o uso na produção orgânica pelo Departamento de Agricultura dos Estados Unidos (USDA) e no Brasil pelo Instituto Biodinâmico - IBD (RAGA; SATO, 2005; IBD, 2010).

Portanto, as iscas tóxicas podem ser formuladas nas propriedades misturando proteína hidrolisada ou melaço de cana-de-açúcar com inseticidas (HARTER et al., 2010) ou serem de pronto uso, como o Success* 0,02CB®.

Para Mangan (2014), os sistemas de manejo de moscas-das-frutas foram desenvolvidos objetivando reduzir os impactos, visando atingir as pragas, minimizar a toxicidade e preservar organismos não-alvo. Por serem utilizadas em pequeno volume por hectare e aplicadas geralmente nos ramos das plantas, as iscas tóxicas acarretam em uma menor contaminação de insetos benéficos

(CABRERA-MARÍN et al., 2016). Por fim, outras vantagens significativas ao seu uso são a aplicação em menores áreas, controle da população no início da infestação, redução da porcentagem de frutos injuriados por reduzir o número de posturas e menor risco de contaminação dos frutos por resíduos, uma vez que o jato é dirigido ao tronco e folhas das plantas (NAVA; BOTTON, 2010).

2.4 Espinosinas para o manejo de *Ceratitis capitata*

Embora os organofosforados sejam os principais inseticidas empregados como agentes letais na formulação de iscas tóxicas (HARTER et al., 2010; BORGES et al., 2015), mais recentemente as espinosinas, inseticidas neurotóxicos agonistas da acetilcolina, têm recebido atenção por serem produtos de origem natural e serem mais seletivos a insetos benéficos quando comparado aos organofosforados (CROUSE et al., 2001; SPARKS et al., 2001; GALM e SPARKS, 2015). Dentre as espinosinas, destacam-se o espinosade, metabolito obtido de forma natural através da fermentação da bactéria *S. spinosa* composto por duas lactonas microcíclicas, espinosina A e espinosina D sendo o agente letal empregado na isca comercial Success® (SALGADO, 1998; HSU; FENG, 2006; AKMOUTSOU et al., 2011; MARKUSSEN; KRISTENSEN, 2011; VONTAS et al., 2011; GALM; SPARKS, 2015) e o espinetoram, molécula semissintética desenvolvida a partir do espinosade sendo uma combinação de modificações moleculares resultantes da modelação de rede neural artificial (RNA) (rhamnose-3'-O-ethylation) e da relação quantitativa estrutura-atividade (QSAR) tradicional (hidrogenação da 5,6-ligação dupla) sendo representado pela 3'-O-etil-5,6-dihidro-espinosina J (componente principal) e 3'-O-etil-espinosina L (componente secundário) (GALM; SPARKS, 2015). Desta forma, o espinosade, por ser uma molécula obtida da fermentação natural pode ser empregado para o manejo de mosca-das-frutas na produção orgânica de frutas enquanto que o espinetoram é produto de síntese, sendo a princípio mais ativo e com maior poder residual que o espinosade mas por ser obtido sinteticamente, não é autorizado para uso em produção orgânica (GALM; SPARKS, 2015).

Diversos trabalhos avaliaram o espinosade para o controle de moscas-das-

frutas como *Anastrepha ludens* (Loew), *Anastrepha serpentina* (Wiedemann), *Anastrepha obliqua* (Macquart), *Bactrocera cucurbitae* (Coquillett), *Bactrocera dorsalis* (Hendel), *Ceratitis capitata* (Wiedemann), *Rhagoletis indifferens* Curran, *Rhagoletis pomonella* (Walsh) além de *A. fraterculus* (STARK et al, 2004; RAGA; SATO, 2005; YEE et al., 2007; FLORES et al., 2011; YEE; ALSTON, 2016), indicando sua a eficácia no manejo dessas espécies.

No Brasil, o espinetoram foi recentemente registrado para diferentes frutíferas de clima temperado visando o controle de *A. fraterculus* e *C. capitata* (AGROFIT, 2017). Experimentos de campo mostraram que o espinosade associado a proteína hidrolisada de milho foi equivalente à malationa na mesma associação para o controle de moscas-das-frutas na Flórida (MORENO; MANGAN, 2002; MANGAN et al., 2006).

Segundo Raga e Sato (2005), quando moscas-das-frutas recebem uma baixa dose de espinosade, um maior período de exposição é necessário para um controle efetivo. Nos pomares, as iscas estão continuamente disponíveis, mesmo após a degradação do inseticida, sendo que para a isca com espinosade, o tempo de exposição é essencial para o controle, neste caso, o poder residual da mesma deve ser levado em consideração. Atualmente o espinosade é utilizado no manejo de moscas das frutas numa formulação de pronto uso chamada de Success® 0,02 CB (= GF 120). A isca caracteriza-se por apresentar alta eficiência no controle de moscas-das-frutas, maior resistência a chuva e reduzido efeito sobre inimigos naturais e polinizadores (RAGA; SATO, 2005; PIÑERO et al., 2009; HÄRTER et al., 2010), sendo recomendado para o uso na produção orgânica pelo Departamento de Agricultura dos Estados Unidos (USDA) e no Brasil pelo Instituto Biodinâmico - IBD (RAGA; SATO, 2005; IBD, 2010).

2.5 Controle biológico com *Diachasmimorpha longicaudata*

A utilização de parasitoides como alternativa ao controle químico é uma possibilidade bastante considerada no Manejo Integrado de Pragas e programas de controle biológico (LAIG; HAMAI, 1976). Braconidae (Hymenoptera) inclui parasitoides que muito são estudados e conhecidos, principalmente por sua especificidade quando ao uso de tefritídeos como hospedeiros, sendo desta forma

considerados a melhor opção para o controle biológico de moscas-das-frutas (ALUJA et al., 1990).

Diachasmimorpha longicaudata Ashmead é um parasitoide originário da região Indo-australiana, aonde foi detectado parasitando moscas do gênero *Bactrocera* sp. Foi introduzido no Havaí, na década de 40, para o controle de populações de *Bactrocera dorsalis* e de *C. capitata*, e desde então tem sido utilizado com sucesso em programas de controle biológico aplicado de moscas-das-frutas, no Havaí, Flórida (PARANHOS, 2007).

Opius longicaudatus e *Biosteres longicaudatus* são sinônimos-juniores de *D. longicaudata*, e esse está entre as cinco espécies de braconídeos da Subfamília Opiinae de grande importância no controle da população de moscas-das-frutas, parasitando principalmente larvas de segundo e terceiro instares (MATRANGOLO et al., 1998). Durante o processo de parasitismo, as larvas são localizadas no interior dos frutos por meio da captação de suas vibrações ao se alimentarem, através das antenas do parasitoide. A fêmea então, introduz seu ovipositor no fruto realizando a postura do ovo dentro da larva. Se esses estiverem fecundados darão origem a machos e fêmeas, se não fecundados, originarão somente machos, através de reprodução partenogenética. O parasitoide se desenvolve no interior da larva e da pupa, sendo que ao final do ciclo, ao invés de emergir um adulto de mosca, emerge um parasitoide, que reiniciará o ciclo, contribuindo para a redução populacional da mosca-das-frutas (SALLES, 1995; CARVALHO et al., 2000).

Diachasmimorpha longicaudata foi importada dos EUA e introduzida no Brasil em 1994, por meio da Embrapa Mandioca e Fruticultura com apoio do Laboratório de Quarentena "Costa Lima" da Embrapa Meio Ambiente, com o objetivo de se estudar o comportamento e a eficácia deste inseto no controle de moscas-das-frutas, para implementação de um projeto de controle biológico no Nordeste brasileiro (CARVALHO; NASCIMENTO, 2002).

O parasitismo natural de moscas-das-frutas é afetado por diversos fatores como pela mosca hospedeira, pelo fruto hospedeiro (tamanho do fruto, a firmeza, a espessura da casca, a cor e as voláteis do fruto), pelo local e época de coleta. O fruto hospedeiro talvez seja o principal fator que influencia no parasitismo de tefritídeos. De forma geral larvas de moscas-das-frutas são mais facilmente parasitadas em frutos pequenos, de pericarpo fino. Espécies de parasitoides com

ovipositor curto não conseguem altos níveis de parasitismo em frutos de casca espessa. Em estudos realizados, os maiores índices de parasitismo foram obtidos em frutos de casca fina e lisa (cereja-do-mato e araçá), e os menores níveis em frutos com casca grossa e/ou pilosa (goiaba-serrana e pêssago) (SALLES, 1996; CANAL; ZUCCHI, 2000; HICKEL, 2002).

Segundo Matrangolo (1998), a espécie *D. longicaudata* demonstrou grande capacidade de adaptação a diferentes hospedeiros, a exemplo de pitanga (*Eugenia uniflora* L.), goiaba (*Psidium guajava* L.), carambola (*Averrhoa carambola* L.) e manga (*Mangifera indica* L.), como foi constatado em experimentos em Conceição do Almeida, na Bahia. Além disso, o Braconideo exótico não afetou o comportamento de outras espécies nativas uma vez que esse se restringe a parasitar larvas maiores, geralmente no terceiro instar, ao passo que outras espécies, como *Doryctobracon areolatus*, que embora possua características morfológicas semelhantes como o longo ovipositor, parasitam larvas em estágios anteriores, como final de segundo instar e início do terceiro, além de também parasitarem larvas em frutos verdes. Paranhos et al. (2001b) relatam que mesmo com liberações massivas no campo, em locais com grande quantidade de parasitoides nativos, *D. longicaudata*, não consegue se sobrepor à agressividade de *D. areolatus*.

Estudos de dispersão em pomares de laranja no estado de São Paulo mostraram que, no verão, *D. longicaudata* se dispersa mais rapidamente, além de sobreviver mais tempo no campo, sendo no inverno a liberação de uma população oito vezes maior para cobrir a mesma área (PARANHOS et al., 2007).

A cópula dessa espécie ocorre imediatamente após a emergência da fêmea e é efetuada em segundos. Ocorre a presença de sons que são produzidos pelos machos através da vibração das asas e possivelmente esses sejam atraentes às fêmeas (SIVINSKI; WEBB, 1989). Segundo Martinez (1992), as fêmeas podem copular mais de uma vez, mas até então não há estudos sobre a presença de substâncias (feromônios) que possam ter relação com a cópula.

A oviposição em fêmeas de *D. longicaudata* pode ocorrer imediatamente após a emergência, no entanto são mais freqüentes após um período de 3 – 5 dias, sendo provável que este período de pré-oviposição tenha razões fisiológicas que podem ser decorrentes da alimentação (DOUTT, 1964).

Os ovos são cilíndricos, brancos e apresentam uma superfície viscosa

quando são recém ovipositados. São cobertos por uma membrana externa delgada, chamada exocócion. O formato do ovo é ligeiramente côncavo na parte ventral e convexo na parte dorsal; As regiões anterior e posterior possuem protuberâncias, sendo a da região posterior de menor tamanho. Durante o período de incubação, os ovos possuem um comprimento de 0,5 mm e no final deste estágio, apresenta comprimento de 0,6 mm. Em função dos movimentos das larvas, estas eclodem e o período de incubação é de 2,5 dias (CANCINO, 1997).

Cancino (1997), cita que a fase larval apresenta quatro instares. Quando eclode, a larva possui 0,85 mm de comprimento e grande atividade, se dedicando principalmente a alimentação com ingestão de gorduras. A larva possui boa organização muscular, digestiva, nervosa e respiratória que se combinam para os movimentos serem livres.

A cabeça é grande, quitinizada, coloração escura e possui um par de mandíbulas com bases separadas que permitem movimentos rápidos. Possui antenas curtas para guiarem os movimentos e o canal digestivo é simples, com um tubo reto, esôfago curto e um intestino que ocupa a maior parte do corpo. A larva não possui pernas, embora tenha dois apêndices na parte ventral do corpo, na base da cabeça (CANCINO, 1997).

O primeiro estágio de desenvolvimento tem duração de 36 a 40 horas. O segundo estágio se caracteriza pela cabeça não possuir quitinização e não apresentar partes do corpo diferenciadas. A larva começa a se segmentar, apresentando 14 divisões, as mandíbulas se tornam translúcidas e são distinguidas com dificuldade. Os alimentos consumidos consistem de fluidos, glóbulos de gordura e tecidos. Este estágio tem duração de 48 horas. O terceiro estágio se distingue claramente do anterior. A larva possui mandíbulas menos quitinizadas, não há diferenciação entre as partes do corpo, o sistema traqueal começa a se organizar e possui 2,4 mm de comprimento. A duração deste estágio é de 48 horas. O início do quarto estágio se caracteriza por um sistema traqueal bem desenvolvido, nove estigmas podem ser observados de cada lado desde o segundo ao décimo primeiro segmento corporal. A larva apresenta 3,1 mm de comprimento e 1 mm de largura, o aparelho bucal se mantém saliente e a cabeça se apresenta bem desenvolvida. A sua coloração é amarelo-café (CANCINO, 1997).

A pupa mede de 3,5 a 4,0 mm de comprimento e 1,6 mm de largura, possui

uma coloração pálida com olhos avermelhados, as antenas e o ovipositor das fêmeas começam a se desenvolver. O intestino começa a diminuir. O período pupal é de 6 – 10 dias, mas pode variar dependendo da temperatura ambiente. Uma vez terminado o desenvolvimento, o adulto rompe a pupa abrindo um orifício no terceiro ou quarto segmento pupal com a ajuda das mandíbulas (CANCINO, 1997).

Estudos efetuados por Lawrence et al. (1976) indicam que o desenvolvimento de *D. longicaudata* sobre *A. suspensa* dura em torno de 18 – 19 dias. Este período é mais longo quando a larva hospedeira é mais velha, 19 – 20 dias. Os mesmos autores observaram que o período de desenvolvimento do ovo é maior, 2 a 4,5 dias, em larvas mais maduras.

Segundo Walder et al. (1995), o ciclo de vida médio, ovo a adulto, do parasitóide *D. longicaudata* criado sobre larvas de *C. capitata* é de 14 – 16 dias. O desenvolvimento do estágio imaturo no interior do hospedeiro leva a um parasitóide solitário, ou seja, um hospedeiro dá origem a um parasitóide, mas há casos de superparasitismo em laboratório com conseqüente canibalismo. Neste caso há emergência de um parasitoide muito pequeno, pouco eficiente. Numa temperatura de 26°C, o primeiro a emergir é o macho e aproximadamente dois dias depois, a fêmea.

Em campo Meirelles et al. (2016) verificaram em pomares de nêspersas, pêssego, aracás e caquis, no município de Eldorado do Sul, a liberações de *D. longicaudata* não prejudicaram as espécies nativas *Aganaspis pelleranoi* (Brèthes), *Doryctobracon areolatus* (Szépliget), *Doryctobracon brasiliensis* (Szépliget) e *Utetes anastrephae* (Viereck) em função das espécies atuarem em nichos específicos ou em competição estratégica, não havendo dessa forma a supressão de alguma das espécies.

2.5.1 Efeito de inseticidas sobre *D. longicaudata*

A utilização de parasitoides no controle biológico sobre moscas-das-frutas é uma ferramenta que precisa ser manejada conjuntamente com outras técnicas já consolidadas, a exemplo do uso racional de inseticidas (RAHMAN; BROUGHTON, 2016). Para que essa associação seja possível, é imprescindível o uso de produtos seletivos, uma vez a ação dos inseticidas sobre inimigos naturais pode

variar de acordo com a espécie (URBANEJA, 2009).

Em estudos realizados por Purcell et al., (1994), *D. longicaudata* mostrou-se igualmente suscetível aos inseticidas carbaril, malationa e permetrina, sob aplicação tópica. No mesmo ensaio, *D. longicaudata* apresentou 16x mais suscetibilidade aos inseticidas que a espécie *D. fletcheri* e comportamento similar a espécie *D. tryoni*. Contudo, todas as espécies de parasitoides avaliadas foram mais suscetíveis aos inseticidas quando comparada as espécies de moscas-das-frutas *C. capitata*, *B. dorsalis* e *B. curcubitae*. *D. longicaudata* apresentou 194x mais suscetibilidade a malationa em comparação a *C. capitata*. O inseticida permetrina foi 600x mais tóxico para *D. longicaudata* do que para *B. dorsalis*. Em relação a suscetibilidade entre espécies de moscas-das-frutas *C. capitata* foi a espécie mais suscetível, fato que pode ocorrer em função do seu menor tamanho em relação as demais espécies (PURCELL et al., 1994).

A aplicação tópica sobre *D. longicaudata* com GF 120 (80 mg/L) ocasionou uma mortalidade de 63% após 24 horas da exposição e de 95% aos 5 dias do tratamento. Para o contato com áreas tratadas a mortalidade da testemunha foi de 13% e no tratamento de 80 mg/L foi de 98% (RUIZ, 2008).

1 Concentração e tempo letal de iscas tóxicas a base de espinosinas sobre *Ceratitits capitata*
2 e *Diachasmimorpha longicaudata* em laboratório

3
4 Resumo. O emprego de iscas tóxicas com espinosinas associadas ao parasitoide
5 *Diachasmimorpha longicaudata* é uma alternativa sustentável para o manejo de *Ceratitits*
6 *capitata*. Nesse trabalho, foi avaliada a Concentração Letal (CL) e o Tempo Letal (TL) do
7 espinosade (Tracer[®] 480 CE) e do espinetoram (Delegate[®] 250 WG) associados aos
8 atrativos alimentares melação de cana-de açúcar 7%, Biofruit 3%, Ceratrap[®] 1,5%, Flyral[®]
9 1,25%, Isca Samaritá[®] e Isca Samaritá Tradicional[®] 3% sobre *C. capitata*, e avaliado seu
10 efeito, na concentração de 96 mg.L⁻¹, sobre *D. longicaudata* em laboratório. Para os dados
11 de TL a mortalidade foi avaliada nos períodos de 2, 4, 6, 8, 10, 12, 14, 16, 18, 20, 22, 24,
12 36, 48, 60, 72, 84 e 96 horas após a exposição às iscas tóxicas. As menores CL₅₀ e CL₉₅
13 corresponderam, para espinetoram (0,45 e 3,74 mg.L⁻¹) e espinosade (0,76 e 7,79 mg.L⁻¹), à
14 associação com o atrativo alimentar Isca Samaritá Tradicional[®] a 3%. Os menores TL₅₀, em
15 horas, para o inseticida espinosade correspondeu a formulação com Biofruit a 3% (6,58) e
16 para espinetoram com Isca Samaritá Tradicional[®] a 3% (7,92). Para o parasitoide *D.*
17 *longicaudata*, as formulações que causaram menor mortalidade corresponderam a
18 associação de Biofruit[®] a 3% com espinosade (4,7%) e Isca Samaritá Tradicional[®] a 3%
19 com espinetoram (3,5%). As iscas tóxicas formuladas com espinosade e espinetoram
20 associados a proteína hidrolisada Samaritá[®] a 3% provocaram mortalidade superior a 60%
21 ao parasitoide *D. longicaudata* em laboratório.

22 Palavras-chave: espinosinas; mosca-do-mediterrâneo; atrativos alimentares; parasitoide;
23 proteína hidrolisada, controle químico

24

Introdução

25
26 A mosca-do-mediterrâneo *Ceratitis capitata* (Wiedemann, 1824) (Diptera:
27 Tephritidae), originária da África tropical (Malacrida et al. 1998) é a espécie mais invasora e
28 cosmopolita de moscas-das-frutas, com capacidade de desenvolvimento em 361 hospedeiros
29 em todo o mundo (Mcquate & Liquido 2017). Os danos causados pela espécie resultam
30 principalmente pelos danos diretos causados pelas puncturas que ocasionam o
31 desenvolvimento das larvas nos frutos, consumindo sua polpa (Nava & Botton 2010).

32 A utilização de inseticidas em cobertura total tem sido a principal forma de controle
33 adotada pelos produtores (Botton et al. 2016). No entanto, é importante salientar que o uso
34 de inseticidas com ação de profundidade, principalmente fosforados, não é autorizado em
35 vários cultivos devido aos riscos que os frutos tratados possam apresentar resíduos tóxicos
36 (Raga & Sato 2016). Com isso, a integração de práticas de manejo como a utilização de iscas
37 tóxicas associadas a ação de parasitoides torna-se uma alternativa interessante (Urbaneja et
38 al. 2009).

39 As espinosinas, inseticidas neurotóxicos agonistas da acetilcolina têm recebido
40 atenção por serem seletivos a insetos benéficos quando comparado aos organofosforados
41 (Crouse et al. 2001, Sparks et al. 2001, Galm & Sparks 2015) podendo ser alternativas para o
42 manejo da espécie. Dentre as espinosinas, destacam-se o espinosade, metabólito obtido de
43 forma natural através da fermentação anaeróbica da bactéria *Saccharopolyspora spinosa*
44 Mertz e Yao, 1990, composto por duas lactonas microcíclicas, espinosina A e espinosina D,
45 sendo o agente letal empregado na isca comercial Success® 0,02CB (Hsu & Feng 2006,
46 Akmoutsou et al. 2011, Markussen & Kristensen 2011, Vontas et al. 2011, Galm & Sparks
47 2015) e o espinetoram, molécula semissintética desenvolvida a partir do espinosade, sendo
48 uma combinação de modificações moleculares resultantes da modelação de rede neural
49 artificial (RNA) (rhamnose-3'-O-ethylation) e da relação quantitativa estrutura-atividade

50 (QSAR) tradicional (hidrogenação da 5,6-ligação dupla), sendo representado pela 3'-O-etil-
51 5,6-dihidro-espinosina J (componente principal) e 3'-O-etil-espinosina L (componente
52 secundário) (Galm & Sparks 2015).

53 Em relação ao controle biológico aumentativo, *Diachasmimorpha longicaudata*
54 (Ashmed, 1905) (Hymenoptera: Braconidade) é um importante parasitoide de moscas-das-
55 frutas em todo mundo devido principalmente à facilidade de criação, forrageamento
56 intensivo e a alta atividade de exploração de recursos pelas fêmeas (Garcia & Ricalde 2013,
57 Garcia et al. 2017). *D. longicaudata* é um parasitoide exótico originário da região Indo-
58 australiana (Carvalho & Nascimento 2002), considerado o mais eficaz para uso em
59 programas de controle biológico aumentativo para *Anastrepha* spp. e *C. capitata* (Garcia &
60 Ricalde 2013, Garcia et al. 2017).

61 Devido ao potencial de uso do parasitoide *D. longicaudata* e a introdução das
62 espinosinas como agentes letais em formulações de iscas tóxicas, nesse trabalho foi avaliado
63 a toxicidade de espinosade e espinetoram associados a diferentes atrativos alimentares usados
64 em formulações de iscas tóxicas sobre população de *C. capitata* e o efeito das referidas iscas
65 tóxicas sobre o parasitoide exótico *D. longicaudata*, em laboratório.

66

67 Material e Métodos

68 Os experimentos foram realizados no Laboratório de Entomologia da Embrapa Uva e
69 Vinho em Bento Gonçalves, RS (temperatura de $25\pm 2^{\circ}\text{C}$, umidade relativa do ar de $75\pm 15\%$
70 e fotofase de 12 horas) no período de setembro de 2016 até janeiro de 2017. Adultos de *C.*
71 *capitata* foram obtidos a partir de criação mantida em laboratório, proveniente de insetos
72 coletados em frutos de araçazeiro (*Psidium cattleianum* Sabinae), no município de Pelotas,
73 RS. A criação de manutenção de larvas é mantida em dieta artificial descrita por Salles

74 (1992) e modificada por Nunes et al. (2013), sendo os adultos alimentados com dieta sólida a
75 base de extrato de soja, gérmen de trigo e açúcar mascavo (3:1:1) fornecendo água em
76 esponjas de poliuretano acopladas em placas de Petri de 9 cm de diâmetro (Machota-Junior
77 et al. 2010).

78

79 Atrativos alimentares

80 Foram utilizados seis atrativos alimentares: a) Biofruit (3%) (proteína hidrolisada de
81 milho) (BioControle Métodos de Controle de Pragas Ltda., Indaiatuba, SP, Brasil); b)
82 Ceratrap[®] (1,5%) (proteína hidrolisada enzimática de origem animal) (BioIbérica S.A.,
83 Barcelona, Espanha); c) Flyral[®] (1,25%) (proteína hidrolisada enzimática de origem animal)
84 (BioIbérica S.A., Barcelona, Espanha); d) Isca Samaritá[®] (3%) (proteína hidrolisada de
85 milho) (Samaritá Indústria e Comércio Ltda., Artur Nogueira, SP, Brasil); e) Isca Tradicional
86 Samaritá[®] (3%) (proteína vegetal, açúcares redutores e conservantes) (Samarita Indústria e
87 Comércio Ltda., Artur Nogueira, SP, Brasil); e f) melação de cana-de-açúcar a 7%. As
88 concentrações dos atrativos alimentares utilizadas foram definidas através da recomendação
89 dos fabricantes e/ou pela experiência prática de uso. Para a formulação das iscas tóxicas, os
90 atrativos alimentares foram misturados aos inseticidas espinosade (Tracer[®] 480SC, 480 g.L⁻¹
91 de ingrediente ativo) e espinetoram (Delegate[®] 250WG, 250 g.L⁻¹ de i.a.) (Dow
92 AgroSciences Industrial Ltda., São Paulo, SP, Brasil).

93 Nos experimentos de tempo letal, foi utilizado como isca tóxica referência o
94 Success[®] 0,02CB, (0,24 g.L[®] de ingrediente ativo) (Dow AgroSciences Industrial Ltda., São
95 Paulo, SP, Brasil) foi diluído em água na proporção de 1 parte de produto comercial para 1,5
96 partes de água conforme recomendação, obtendo-se a concentração de 96mg.L⁻¹.

97 Toxicidade de iscas tóxicas sobre adultos de *Ceratitis capitata*

98 Para determinar a concentração letal (CL₅₀ e CL₉₅), os inseticidas espinosade

99 (Tracer[®] 480SC, 480 g.L⁻¹ de i.a.) e espinetoram (Delegate[®] 250WG, 250 g.L⁻¹ de i.a.) foram
100 diluídos em oito concentrações dos ingredientes ativos espaçadas logaritmicamente (250,
101 130, 70, 40, 20, 6, 2, 0,1 mg/L e 150, 75, 38, 10, 3, 0,8, 0,06 e 0,005 mg.L⁻¹,
102 respectivamente) definidas a partir de experimentos preliminares que proporcionaram uma
103 mortalidade entre 10 a 99%. Posteriormente, adultos de *C. capitata* com 5 a 8 dias de idade
104 foram privados da alimentação por 12 horas. Após este período, 10 adultos (5 machos e 5
105 fêmeas) foram transferidos para o interior de gaiolas plásticas transparentes (300mL)
106 contendo o fundo recortado e recoberto com tecido *voile*, recebendo uma gota de 40 µL de
107 isca tóxica formulada e acondicionada em placas de Poli Tereftalato de Etila (PET) de 1 cm²
108 por 4 horas. Após a retirada das iscas tóxicas, os adultos de *C. capitata* foram alimentados
109 com uma solução de hidromel a 10% oferecido via capilaridade em algodão hidrófilo. A
110 mortalidade dos adultos foi avaliada em 24, 48, 72 e 96 horas após aplicação do tratamento
111 (HAT) considerando como mortos os insetos que não reagiram ao toque de um pincel fino. O
112 delineamento experimental foi o inteiramente casualizado, com 12 repetições por tratamento.

113

114 Tempo letal de adultos de *Ceratitidis capitata*

115 Para determinar o tempo letal (TL₅₀ e TL₉₅) de formulações de iscas tóxicas, os
116 atrativos foram misturados aos inseticidas espinosade e espinetoram na concentração de 96
117 mg.L⁻¹, utilizando como padrão de referência a concentração do espinosade presente na isca
118 de pronto uso Success[®] 0,02CB, seguindo a metodologia descrita no experimento anterior.
119 Para fins de comparação, cada atrativo foi avaliado de forma isolada, comparando com o
120 Success[®] 0,02CB e uma testemunha sem agente de controle. A mortalidade dos adultos foi
121 avaliada aos 2, 4, 6, 8, 10, 12, 14,16, 18, 20, 22, 24, 36, 48, 60, 72, 84 e 96HAT.

122

123 Análise estatística

124 Para determinação das concentrações letais CL_{50} e CL_{95} e os tempos letais TL_{50} e
125 TL_{95} e os respectivos intervalos de confiança (95% IC), os dados de concentração-
126 mortalidade foram submetidos à análise de Probit utilizando o programa POLO-PC (Leora
127 Software 1987). Um teste de probabilidade (F-test) foi conduzido para testar a hipótese de que
128 os valores de CL eram iguais. Quando a hipótese foi rejeitada, comparações aos pares foram
129 realizadas e a significância foi assumida quando não houve sobreposição dos intervalos de
130 confiança (Robertson et al. 2007).

131

132 Toxicidade de iscas tóxicas sobre adultos de *Diachasmimorpha longicaudata*

133 Adultos de *D. longicaudata* foram obtidos das gaiolas de criação cuja metodologia de
134 criação foi baseada na proposta por Carvalho et al. (1998). Essas gaiolas foram
135 confeccionadas a partir de potes plásticos transparentes com tampa e capacidade para 500
136 mL. As tampas continham um corte circular no fundo, onde foi aderido um tecido fino do
137 tipo *voile* para permitir a entrada de ar e evitar a fuga dos insetos. Cada gaiola foi composta
138 por 10 casais de *D. longicaudata* com 5 dias de idade, privados de alimentação por 12 horas.
139 Após este período, 10 adultos (5 machos e 5 fêmeas) foram transferidos para o interior de
140 gaiolas plásticas transparentes (300mL) contendo o fundo recortado e recoberto com tecido
141 *voile*, recebendo uma gota de 40 μ L de isca tóxica formulada e acondicionada em placas de
142 Poli Tereftalato de Etila (PET) de 1 cm^2 por 4 horas. Após a retirada das iscas tóxicas, os
143 adultos de *D. longicaudata* foram alimentados com uma solução de hidromel a 10%
144 oferecido via capilaridade em algodão hidrófilo. A mortalidade dos adultos foi avaliada 96
145 HAT considerando como mortos os insetos que não reagiram ao toque de um pincel fino. O
146 delineamento experimental foi o inteiramente casualizado, com cinco repetições por
147 tratamento. O número de insetos vivos foi submetido a análise de variância (ANOVA) e as
148 médias comparadas pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade de erro ($P \leq 0.05$) com

149 auxílio do programa estatístico SPSS 24.0 (SPSS Inc., Chicago, IL, EUA).

150

151 Resultados e Discussão

152 Todas as formulações de iscas tóxicas a base de espinosinas avaliadas foram tóxicas
153 aos adultos de *C. capitata* (Tabela 1). As respostas biológicas dos adultos de *C. capitata* por
154 meio do bioensaio utilizado (ingestão de iscas tóxicas) foram satisfatórias mediante a análise
155 de Probit (Qui-quadrado < 10), demonstrando resultados consistentes e associação entre os
156 dados de mortalidade e dose (Tabela 1). Independente do atrativo alimentar utilizado, ao se
157 comparar os valores da CL₉₅, todas as iscas tóxicas formuladas com o inseticida espinetoram
158 apresentaram maior atividade biológica sobre adultos de *C. capitata* quando comparadas com
159 o espinosade. As menores CL₅₀ e CL₉₅ foram registradas, respectivamente, para a Isca
160 Tradicional[®] + espinetoram (0,45 e 3,74 mg.L⁻¹, respectivamente). Para as demais iscas
161 tóxicas, as menores CL₅₀ foram encontradas com as formulações de melão de cana-de-
162 açúcar + espinetoram (0,61 mg.L⁻¹), Ceratrap[®] + espinetoram (0,69 mg.L⁻¹), Isca
163 Tradicional[®] + espinosade (0,76 mg.L⁻¹), Flyral[®] + espinosade (0,92 mg.L⁻¹), Isca Samaritá[®]
164 + espinetoram (0,99 mg.L⁻¹), Flyral[®] + espinetoram se igualou à formulação de Isca
165 Samaritá[®] + espinosade (1,08 mg.L⁻¹), Biofruit[®] + espinetoram (1,35 mg.L⁻¹), Biofruit +
166 espinosade (2,85 mg.L⁻¹), melão de cana-de-açúcar + espinosade (2,90 mg.L⁻¹), Ceratrap[®] +
167 espinosade (3,45 mg.L⁻¹). Somente a formulação de Flyral[®] + espinosade apresentou
168 mortalidade superior em relação a formulação com a espinetoram, enquanto que todas as
169 demais iscas formuladas com espinetoram apresentaram maior atividade biológica sobre os
170 adultos de *C. capitata*.

171 As menores doses encontradas para CL₉₅ corresponderam as formulações Isca
172 Tradicional[®] + espinosade (7,79 mg.L⁻¹), Biofruit + espinetoram (10,30 mg.L⁻¹), Isca
173 Samaritá[®] + espinetoram (15,42 mg.L⁻¹), Ceratrap[®] + espinetoram (18,65 mg.L⁻¹), melão de

174 cana-de-açúcar a 7% + espinetoram (19,40 mg.L⁻¹), Flyral[®] + espinetoram (35,70 mg.L⁻¹),
175 Flyral[®] + espinosade (35,96 mg.L⁻¹), Isca Samaritá[®] + espinosade (65,19 mg.L⁻¹), melão de
176 cana-de-açúcar a 7% + espinosade (8,81 mg.L⁻¹), Ceratrap[®] + espinosade (102,14 mg.L⁻¹),
177 Biofruit + espinosade (104,35 mg.L⁻¹). Ambos os inseticidas avaliados foram eficientes para
178 o controle de adultos de *C. capitata*, embora de forma geral em menores doses para o
179 inseticida espinetoram, exceto quando formulado com o atrativo Flyral[®], demonstrando uma
180 variação na toxicidade dos compostos para o referido atrativo.

181 As iscas tóxicas devem conter uma combinação de proteína (atrativo) com açúcar
182 (fagoestimulante), permitindo assim um estímulo à busca e ingestão da isca pelos insetos. As
183 proteínas hidrolisadas disponibilizam aminoácidos livres para nutrição e reprodução, além da
184 ação fagoestimulante, que provoca a rápida procura por essas substâncias (Vargas &
185 Prokopy 2006).

186 O atrativo alimentar Isca Samaritá Tradicional[®] possui em sua composição proteína
187 hidrolisada de milho, açúcares redutores e conservantes (Samaritá 2017). Neste estudo, esse
188 atrativo ganhou destaque nas formulações de iscas tóxicas ao se sobrepor os intervalos de
189 confiança para CL₉₅ quando associado com espinetoram, sendo equivalente apenas à
190 formulação de sua própria associação ao inseticida espinosade (Tabela 1). Estudos
191 comprovam que *C. capitata* é atraída por carboidratos como frutose, glicose e sacarose, sendo
192 esses os compostos que mais estimulam suas respostas neurosensoriais e promovem
193 obtenção de energia para sobrevivência, cruzamento, localização e oviposição em
194 hospedeiros adequados (Zucoloto 2000).

195

196 Tabela 1. Concentração letal média (CL₅₀ e CL₉₅) de diferentes formulações de iscas tóxicas sobre *Ceratitis capitata* em laboratório
 197 (temperatura de 25±2°C, umidade relativa do ar de 75±15% e fotofase de 12 horas).

Atrativo	Inseticida 96mg.L ⁻¹	Coefficiente angular (± Erro padrão)	CL ₅₀ (IC 95%) ^a	CL ₉₅ (IC 95%) ^b	χ ^{2c}
Melaço de cana-de-açúcar (7%)	Espinosade	1,122 ± 0,090	2,90 (1,38-4,91)	84,81 (48,74-189,12)	9,9
	Espinetoram	1,095 ± 0,094	0,61 (0,37-0,91)	19,40 (12,79-32,78)	5,6
Biofruit (3%)	Espinosade	1,052 ± 0,086	2,85 (1,17-5,24)	104,35 (55,23-269,52)	11
	Espinetoram	1,351 ± 0,224	1,35 (0,95-1,77)	10,30 (7,32-16,93)	1,6
Isca Samaritá® (3%)	Espinosade	0,924 ± 0,076	1,08 (0,61- 1,70)	65,19 (42,55- 110,41)	5,1
	Espinetoram	1,382 ± 0,185	0,99 (0,54- 1,49)	15,42 (10,37- 27,90)	5,3
Samaritá Tradicional® (3%)	Espinosade	1,628 ± 0,219	0,76 (0,38- 1,19)	7,79 (5,45- 12,49)	0,8
	Espinetoram	1,788 ± 0,260	0,45 (0,25- 0,66)	3,74 (2,61- 6,39)	0,8
Flyral® (1,25%)	Espinosade	1,033 ± 0,086	0,92 (0,53- 1,42)	35,96 (24,20- 58,31)	2,5
	Espinetoram	1,081 ± 0,089	1,08 (0,57- 1,75)	35,70 (20,68- 75,67)	7,1
Ceratrapp® (1,5%)	Espinosade	1,118 ± 0,135	3,45 (1,63- 5,77)	102,14 (65,69- 187,52)	4,6
	Espinetoram	1,150 ± 0,113	0,69 (0,25- 1,37)	18,65 (9,43- 51,68)	9,5

198
 199 ^aCL₅₀: Concentração Letal responsável por ocasionar 50% de mortalidade na população, ^bCL₉₅, responsável por proporcionar 95% de mortalidade na população.

200 ^cQui-quadrado ($P < 0,05$).

201 Em relação aos tempos letais (TLs), foram observadas variações significativas de
202 sobrevivência de adultos de *C. capitata* quando expostos a formulações de iscas tóxicas
203 contendo espinosade e espinetoram na concentração de 96 mg.L⁻¹(Tabela 2). Os menores
204 valores de TL₅₀ e TL₉₅, em horas, foram verificados para as formulações Biofruit +
205 espinosade (6,58) e Success[®] 0,02CB (14,92) e os maiores valores de TL₅₀ e TL₉₅
206 corresponderam as iscas Flyral[®] + espinetoram (9,96) e Ceratrap[®] + espinosade (30,05),
207 respectivamente (Tabela 2). Ainda, ao se sobrepor os intervalos de confiança para os valores
208 estimados de TL₉₅ para todas as iscas tóxicas, apenas a associação de Biofruit[®] + espinosade
209 (intervalo de confiança em horas de 14,21 até 18,04) foi equivalente a formulação de pronto
210 uso Success[®] 0,02CB (intervalo de confiança em horas de 14,05 até 15,98). Success[®]
211 0,02CB (= GF-120[®]) é comercializada nos EUA e Europa, sendo autorizada para emprego
212 em diversos cultivos no Brasil para o controle de *Anastrepha fraterculus* (Wiedemann 1830),
213 *Anastrepha obliqua* (Macquart 1835), *Bactrocera carambolae* (Drew & Hancock 1994) e *C.*
214 *capitata* (Agrofit 2017),sendo que os componentes presentes na formulação da isca tóxica
215 (Dow Elanco 1994) podem reduzir a absorção pela planta, tornando o ingrediente ativo
216 disponível por mais tempo para os insetos. Ainda, é importante salientar que tal ação é
217 evidenciada na ausência de chuva sobre a aplicação, uma vez que as formulações são
218 facilmente lavadas (Borges et al. 2015, Harter et al. 2015). De maneira geral, as iscas
219 formuladas com o inseticida espinosade apresentaram tempo médio de mortalidade inferior
220 às formuladas com o espinetoram, exceto para o atrativo Ceratrap[®] (Tabela 2). Raga e Sato
221 (2005) utilizando as concentrações de 80, 8 e 4 mg.L⁻¹, provenientes da diluição de GF-120[®]
222 sobre adultos de *C. capitata*, estimaram para TL₅₀ os valores de 106, 126 e 154 min,
223 respectivamente. Da mesma forma, os autores justificaram que os baixos valores para as
224 menores concentrações estão associados ao alto consumo das iscas pelas moscas,
225 demonstrando a baixa repelência do espinosade.

226 Tabela 2. Tempo letal médio em horas (TL₅₀ e TL₉₅) de diferentes formulações de iscas tóxicas formuladas na concentração de 96 mg.L⁻¹ para o
 227 controle de *C. capitata* em laboratório (temperatura de 25±2°C, umidade relativa do ar de 75±15% e fotofase de 12 horas).

Atrativo	Inseticida (96mg.L ⁻¹)	Coefficiente angular (± Erro padrão)	TL ₅₀ (IC 95%) ^a	TL ₉₅ (IC 95%) ^b	χ ^{2c}
Melaço de cana-de-açúcar 7%	Espinosade	4.401 ± 0.198	9.692 (7.81-11.49)	22.918 (18.264-34.076)	181.73
	Espinetoram	4.047 ± 0.187	8.895 (8.418-9.360)	22.678 (21.075-24.683)	10.065
Biofruit 3%	Espinosade	4.321 ± 0.207	6.581 (5.939-7.189)	15.811 (14.213-18.042)	31.615
	Espinetoram	3.593 ± 0.160	8.834 (7.661-9.959)	25.344 (21.448 -31.896)	65.257
Flyral® (1,25%)	Espinosade	4.303 ± 0.203	9.947 (9.456-10.429)	23.988 (22.320-26.086)	5.200
	Espinetoram	3.565 ± 0.161	9.968 (9.019-10.896)	28.843 (25.221-34.253)	36.254
Ceratrapp® (1,5%)	Espinosade	3.334 ± 0.147	9.650 (8.189-11.062)	30.050 (24.718-39.742)	79.421
	Espinetoram	3.461 ± 0.157	9.158 (8.630-9.677)	27.361 (25.157-30.154)	10.865
Samaritá Tradicional® (3%)	Espinosade	4.657 ± 0.222	8.234 (7.679 - 8.770)	18.570 (17.070-20.545)	20.882
	Espinetoram	4.142 ± 0.198	7.921 (7.465-8.363)	19.765 (18.386-21.486)	13.292
Isca Samaritá® (3%)	Espinosade	5.314 ± 0.249	9.272 (8.486-10.022)	18.911 (17.008-21.728)	44.557
	Espinetoram	3.324 ± 0.147	9.061 (7.464 -10.590)	28.318 (28.318-38.966)	99.985
Success® 0,02CB	Espinosade	5.313 ± 0.259	7.316 (6.954-7.666)	14.923 (14.057-15.985)	9.992

228 ^aTL₅₀: Tempo Letal responsável por ocasionar 50% de mortalidade na população, ^bTL₉₅, responsável por proporcionar 95% de mortalidade na população.

229 ^cQui-quadrado ($P < 0,05$).

230 Quanto ao efeito das iscas tóxicas sobre *D. longicaudata*, as formulações com os
231 inseticidas espinosade e espinetoram associados ao atrativo alimentar Samaritá[®],
232 apresentaram diferença significativa na mortalidade (67 e 61% respectivamente), quando
233 comparada as demais iscas tóxicas e ao padrão representado pela formulação de pronto uso
234 Success[®] 0,02CB (10,6%) (Tabela 3).

235

236 Tabela 3. Número médio de insetos vivos ($N \pm EP$) e mortalidade (M%) de adultos de *Diachasmimorpha longicaudata*, 24, 48, 72 e 96 horas
 237 após exposição (HAE) das iscas tóxicas em laboratório (Temperatura $25 \pm 2^\circ\text{C}$, umidade relativa do ar de $75 \pm 15\%$ e fotofase de 12 horas)

Tratamentos	Horas após a Exposição							
	24		48		72		96	
	$N \pm SE^1$	M% ²	$N \pm SE$	M%	$N \pm SE$	M%	$N \pm SE$	M%
Melaço de cana-de-açúcar+ espinosade (96 mg.L^{-1})	$18,6 \pm 0,24\text{Aa}$	6,1	$17,6 \pm 0,6\text{Aa}$	9,2	$16,6 \pm 0,50\text{Aa}$	14,4	$15,8 \pm 0,66\text{Aa}$	7,0
Melaço de cana-de-açúcar + espinetoram (96 mg.L^{-1})	$18,6 \pm 0,67\text{Aa}$	6,1	$16,4 \pm 1,43\text{Aa}$	15,4	$15,8 \pm 1,56\text{Aa}$	18,5	$14,6 \pm 1,77\text{Aa}$	14,1
Melaço 7%	$19,6 \pm 0,40\text{Aa}$	1,0	$18,0 \pm 0,31\text{Aa}$	7,2	$16,8 \pm 0,37\text{Aa}$	13,4	$16,0 \pm 0,44\text{Aa}$	5,8
Biofruit + espinosade (96 mg.L^{-1})	$18,4 \pm 0,4\text{Aa}$	7,1	$18,2 \pm 0,37\text{Aa}$	6,1	$16,8 \pm 0,58\text{Aa}$	13,4	$16,2 \pm 0,73\text{Aa}$	4,7
Biofruit + espinetoram (96 mg.L^{-1})	$18,6 \pm 0,50\text{Aa}$	6,1	$17,0 \pm 0,31\text{Aa}$	12,3	$16,0 \pm 0,31\text{Aa}$	17,5	$14,6 \pm 0,6\text{Aa}$	14,1
Biofruit	$17,2 \pm 0,4\text{Aa}$	13,1	$15,4 \pm 0,81\text{Aa}$	20,6	$13,6 \pm 0,74\text{Aa}$	29,9	$12,8 \pm 0,66\text{Aa}$	24,7
Ceratrap [®] + espinosade (96 mg.L^{-1})	$18,4 \pm 0,67\text{Aa}$	7,1	$18,4 \pm 0,67\text{Aa}$	5,1	$16,0 \pm 0,63\text{Aa}$	17,5	$14,8 \pm 0,73\text{Aa}$	12,9
Ceratrap [®] + espinetoram (96 mg.L^{-1})	$18,6 \pm 0,67\text{Aa}$	6,1	$17,0 \pm 0,70\text{Aa}$	12,3	$16,0 \pm 0,89\text{Aa}$	17,5	$15,2 \pm 0,96\text{Aa}$	10,6
Ceratrap [®]	$19,2 \pm 0,37\text{Aa}$	3,0	$17,6 \pm 0,67\text{Aa}$	9,2	$16,4 \pm 0,50\text{Aa}$	15,5	$16,0 \pm 0,70\text{Aa}$	5,8
Flyral [®] + espinosade (96 mg.L^{-1})	$18,6 \pm 0,50\text{Aa}$	7,1	$18,6 \pm 0,50\text{Aa}$	4,1	$17,6 \pm 1,24\text{Aa}$	9,3	$16,0 \pm 1,22\text{Aa}$	5,8
Flyral [®] + espinetoram (96 mg.L^{-1})	$18,2 \pm 0,80\text{Aa}$	8,1	$15,6 \pm 1,20\text{Aa}$	19,6	$13,6 \pm 0,74\text{Aa}$	29,9	$12,4 \pm 0,6\text{Aa}$	27,1
Flyral [®]	$19,2 \pm 0,37\text{Aa}$	3,0	$18,6 \pm 0,40\text{Aa}$	4,1	$17,8 \pm 0,37\text{Aa}$	8,2	$17,2 \pm 0,37\text{Aa}$	-
Isca Samaritá [®] + espinosade (96 mg.L^{-1})	$7,4 \pm 0,4\text{Ba}$	62,6	$6,0 \pm 0,63\text{Ba}$	69,1	$5,6 \pm 0,81\text{Ba}$	71,1	$5,6 \pm 0,81\text{Ba}$	67,1
Isca Samaritá [®] + espinetoram (96 mg.L^{-1})	$9,6 \pm 2,03\text{Ba}$	51,5	$7,6 \pm 2,08\text{Ba}$	60,8	$6,6 \pm 2,40\text{Ba}$	65,9	$6,6 \pm 2,40\text{Ba}$	61,2
Isca Samaritá [®]	$17,8 \pm 0,58\text{Aa}$	10,1	$15,2 \pm 0,58\text{Aa}$	21,6	$12,8 \pm 0,96\text{Aa}$	34,0	$12,0 \pm 0,89\text{Aa}$	29,4
Isca Tradicional [®] + espinosade (96 mg.L^{-1})	$18,6 \pm 0,74\text{Aa}$	6,1	$18,6 \pm 0,74\text{Aa}$	4,1	$17,6 \pm 0,81\text{Aa}$	9,28	$16,0 \pm 1,14\text{Aa}$	5,8
Isca Tradicional [®] + espinetoram (96 mg.L^{-1})	$19,0 \pm 0,54\text{Aa}$	4,0	$18,2 \pm 0,66\text{Aa}$	6,1	$17,0 \pm 0,70\text{Aa}$	12,3	$16,4 \pm 0,67\text{Aa}$	3,5
Isca Tradicional [®]	$17,6 \pm 0,67\text{Aa}$	11,0	$16,2 \pm 0,96\text{Aa}$	16,5	$15,2 \pm 0,96\text{Aa}$	21,6	$13,0 \pm 0,94\text{Aa}$	23,5
Success [®] 0,02CB	$18,8 \pm 0,58\text{Aa}$	5,0	$17,6 \pm 1,07\text{Aa}$	9,2	$15,8 \pm 1,06\text{Aa}$	18,5	$15,2 \pm 0,96\text{Aa}$	10,6
Água	$19,8 \pm 0,2\text{Aa}$	-	$19,4 \pm 0,24\text{Aa}$	-	$18,0 \pm 0,70\text{Aa}$	-	$17,0 \pm 0,89\text{Aa}$	-

238 ¹Número médio de insetos vivos seguidos de letras maiúsculas na coluna e letras minúsculas na linha não diferem significativamente entre si pelo teste

239 Tukey ($P > 0.05$). ²Mortalidade calculada pela fórmula de Henderson & Tilton (1955).

Ruiz et al. (2008) avaliaram o efeito da aplicação tópica de GF120 (=Success) sobre *D. longicaudata* em laboratório e em semi-campo na concentração de 80 mg/L e observaram 95% de mortalidade dos parasitoides em um período de 5 dias, em comparação com 2% de mortalidade da testemunha para o mesmo período. Os autores também verificaram alta taxa de mortalidade quando os parasitoides ingeriram uma mistura de GF120 com mel, na proporção de 50%. No entanto, os mesmos relatam a possibilidade de as iscas terem compostos repelentes aos parasitoides, uma vez que aparentemente os mesmos demonstravam resistência para se alimentar. Os autores também verificaram que o efeito sub-letal por meio do contato com superfícies tratadas com GF120 é dependente do tempo de exposição.

Conclusões

Com base na concentração e no tempo letal, o inseticida espinetoram tem maior atividade biológica que o espinosade sobre *C. capitata*.

As formulações de Biofruit[®] a 3% com espinosade e Isca Samaritá Tradicional[®] a 3% acrescidos do inseticida espinetoram apresentam a menor concentração e tempo letal para *C. capitata*.

Os atrativos alimentares Biofruit a 3%, Ceratrap[®] a 1,5%, Flyral[®] a 1,25%, Isca Samaritá[®] a 3%, Isca Tradicional Samaritá[®] a 3% e melaço de cana-de-açúcar a 7% associados a espinosade e espinetoram apresentam toxicidade diferenciada ao parasitoide *D. longicaudata* sendo a mistura Isca Samaritá[®] a 3% associada a espinosade e espinetoram a que causou maior mortalidade.

Referências Bibliográficas

- AGROFIT. *Sistema de Agrotóxicos Fitossanitários*. Consulta de praga. Disponível em: <http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons>. Acesso em: 29 mai. 2017.
- AKMOUTSOU P. et al. Evaluation of toxicity and genotoxic effects of spinosad and deltamethrin in *Drosophila melanogaster* and *Bactrocera oleae*. *Pest Management Science*, v.67, n.12, p.1534-1540, 2011.
- BIOIBERICA. *Product catalogue*. Disponível em <http://www.plantbionews.es/web/archivos/catalogo_productos_low.pdf>. Acesso em: 06 jun 2017.
- BORGES, R. et al. Efeito de iscas tóxicas sobre *Anastrepha fraterculus* (Wiedemann) (Diptera: Tephritidae). *BioAssay*, v.10, n.3, p.8, 2015.
- BOTTON, M. et al. Moscas-das-frutas na fruticultura de clima temperado: situação atual e perspectivas de controle através do emprego de novas formulações de iscas tóxicas e da captura massal. *Agropecuária Catarinense*, v.29, n.2, p.103-108, 2016.
- 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*. Cruz das Almas: EMBRAPA-CNPMF, 1998, 16p. (Boletim técnico).
- CROUSE, G. D. et al. Recent advances in the chemistry of spinosyns. *Pest Management Science*, v.57. n.2, p. 177-185, 2001.
- DOW ELANCO. Spinosad technical guide. *DowElanco*, Indianapolis, Indiana, 1994.
- GALM, U.; SPARKS, T.C. Natural product derived insecticides: discovery and development of spinetoram. *Journal of Industrial Microbiology and Biotechnology*. v.43, n.2-3, p.185-193, 2015.

- GARCIA, F.R.M.; RICALDE, M.P. Augmentative biological control using parasitoids for fruit fly Management in Brazil. *Insects*, v.4, n.1, p.55-70, 2013.
- GARCIA, F.R.M. et al. Biological Control of Fruit Flies of the Genus *Anastrepha* (Diptera: Tephritidae): Current Status and Perspectives. In: LEWIS DAVENPORT. (Org.). *Biological Control: Methods, Applications and Challenges*. 1ed. Hauppauge: *Nova Science Publishers*, v.1, p.29-71, 2017.
- HARTER, W.R. et al. Toxicities and residual effects of toxic baits containing spinosad or malathion to control the adult *Anastrepha fraterculus* (Diptera: Tephritidae). *Florida Entomologist*, v.98, n.1, p.202-208, 2015.
- HSU, J.; FENG, H. Development of resistance to spinosad in oriental fruit fly (Diptera: Tephritidae) in laboratory selection and cross-resistance. *Journal of Economic Entomology*, v.99, n.3, p.931-936, 2006.
- LEORA SOFTWARE. Polo-PC: a user's guide to probit or logit analysis. *LeOra Software*, Berkeley, CA. 1987.
- MACHOTA-JUNIOR, R. et al. *Técnica de criação de Anastrepha fraterculus (Wied., 1830) (Diptera: Tephritidae) em laboratório utilizando hospedeiro natural*. Bento Gonçalves: EMBRAPA Uva e Vinho, 2010. (Boletim técnico).
- MALACRIDA, A.R. et al. Genetic aspects of the worldwide colonization process of *Ceratitis capitata*. *Journal of Heredity*, v.89, n.6, p.501-507, 1998.
- MCQUATE, G.T.; LIQUIDO, N.J. Host plants of invasive Tephritid fruit fly species of economic importance. *International Journal of Plant Biology & Research*, v.5, n.4, p.1072, 2017.
- MARKUSSEN, M.D.K.; KRISTENSEN, M.. Spinosad resistance in female *Musca domestica* L. from a field-derived population. *Pest Management Science*, v.68, n.1, p.75-82, 2011.

- NAVA, D.E.; BOTTON, M. *Bioecologia e controle de Anastrepha fraterculus e Ceratitis capitata em pessegueiro*. Pelotas: EMBRAPA Clima Temperado, 2010, 29p. (Boletim técnico).
- NUNES, M.Z. et al. Avaliação de atrativos alimentares na captura de *Anastrepha fraterculus* (Wiedemann, 1830) (Diptera: Tephritidae) em pomar de macieira. *Revista de la Facultad de Agronomía*, v.112, n.2, p.91-96, 2013.
- 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, n.5, p.815-822, 2005.
- RAGA, A.; SATO, M.E. *Controle Químico de Moscas-das-Frutas*. Campinas: Centro experimental central do Instituto Biológico, 2016. 14p. (Documento técnico).
- ROBERTSON, J.L. et al. *Bioassays with arthropods*. CRC Press, Boca Raton, FL, p.199, 2007.
- RUIZ, L. et al. Lethal and sublethal effects of spinosad-based GF-120 bait on the Tephritid parasitoid *Diachasmimorpha longicaudata* (Hymenoptera: Braconidae). *Biological Control*, v.44, n. 3, p.296-304, 2008.
- SAMARITÁ. Isca Samaritá Tradicional: *Descrição*. Disponível em: <<http://www.samarita.com.br/divisao-agricola/linha/atrativo-alimentar/>>. Acesso em: 28 set. 2017.
- SPARKS, T.C.; CROUSE, G.D.; DURST, G. Natural products as insecticides: the biology, biochemistry and quantitative structure-activity relationships of spinosyns and spinosoids. *Pest Management Science*, v.57, n.10, p.896-905, 2001.
- URBANEJA, A. et al. Chemical Alternatives to Malathion for controlling *Ceratitis capitata* (Diptera: Tephritidae), and their side effects on natural enemies in Spanish citrus orchards. *Journal of Economic Entomology*, v.102, n.1, p.144-151, 2009.

VARGAS, R.I.; PROKOPY, R. Attraction and feeding responses of Melon flies and Oriental fruit flies (Diptera: Tephritidae) to various protein baits with and without toxicants.

Proceedings of the Hawaiian Entomological Society, v.38, p.49-60, 2006.

VONTAS, J. et al. Insecticide resistance in Tephritid flies. *Pesticide Biochemistry*

Physiology, v.100, n.3, p.199-205, 2011.

ZUCOLOTO, F.S. Alimentação e nutrição de mosca-das-frutas. In: MALAVASI, A.; ZUCCHI, R.A. (Ed.). *Mosca-das-frutas de importância econômica no Brasil: conhecimento básico e aplicado*. Ribeirão Preto: Holos, p. 67-80, 2000.

Considerações Finais

As iscas tóxicas formuladas a base de espinosinas (espinosade e espinetoram) são uma alternativa ao manejo de *Ceratitis capitata*. De modo geral a ação do agente letal espinetoram apresentou maior toxicidade em relação ao espinosade. A utilização dessas iscas tóxicas em associação ao parasitoide *Diachasmimorpha longicaudata* foi dependente do atrativo alimentar escolhido, uma vez que podem atrair e provocar a mortalidade dos mesmos em um curto período de tempo.

Todas as iscas tóxicas foram eficazes no controle de *Ceratitis capitata* dando-se destaque as espinosinas como alternativas para substituir os organofosforados, os quais apresentam riscos de permanência de resíduos em alimentos por sua ação de profundidade. Além disso, as espinosinas apresentam menor período de carência, o espinosade possui registro para ser utilizado na agricultura orgânica e o espinetoram já é autorizado para ser aplicado em diversas frutíferas de clima temperado.

As proteínas hidrolisadas testadas assim como o melão-de-cana apresentaram resultados satisfatórios para serem utilizadas como iscas tóxicas no controle de *Ceratitis capitata*, no entanto a proteína de origem vegetal Samaritá[®] a 3% associada a espinosade e espinetoram causou mortalidade superior a 60% ao parasitoide *D. longicaudata*, diferindo significativamente das demais formulações de iscas tóxicas e do padrão Success. Dessa forma, se faz importante a realização de testes em semi-campo e campo a fim de concluir se tais resultados se repetem e assim poder traçar estratégias de escolha que possibilitem a combinação de diferentes técnicas de controle, preconizadas pelo Manejo Integrado de Pragas.

Referências

- ADAMI, A.C.O., SOUSA, E.P.DE., FRICKS, L.B., MIRANDA, S.H.G. De. Oferta de exportação de frutas do brasil: o caso da manga e do melão, no período de 2004 a 2015.
- AGROFIT. **Sistema De Agrotóxicos Fitossanitários**. Consulta de praga. Disponível em: <http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons>. Acesso em: 30 mai. 2017.
- AKMOUTSOU P., MADEMTZOGLU, D., NAKOU, I., ONOUFRIADIS, A., PAPADOPOULOU, I., KOUNATIDIS, G., FRANTZIOS, G., PAPADAKIS, K., VASILIAKIS, N. T., PAPADOPOULOS, P., MAVRAGANI, T. Evaluation of toxicity and genotoxic effects of spinosad and deltamethrin in *Drosophila melanogaster* and *Bactrocera oleae*. **Pest Management Science**, 67: 1534–1540, 2011.
- ALUJA, M.; GUILLEN, J.; LIEPO, P.; CABRERA, M.; RIOS, E.; DE LA ROSA, G.; CELENDONIO, H.; MOTA, D. Fruit infesting tephritids (Diptera: Tephritidae) and associated parasitoids in Chiapas, Mexico. **Entomophaga**, Paris, v.35, n.1, p. 39 – 48, 1990.
- ALUJA, M. Bionomics and management of *Anastrepha*. **Annual Review of Entomology**, Palo Alto, v. 39, n.1, p. 155-178, 1994.
- ALUJA, M. Fruit fly (Diptera: Tephritidae) research in Latin America: myths, realities and dreams. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, v. 28, n.4, p. 565-594, 1999.
- ANUÁRIO BRASILEIRO DE FRUTICULTURA. Gazeta, Santa Cruz do Sul, 2016, 88p.

BATEMAN, M. A. The ecology of fruit flies. **Annual Review of Entomology**, Palo Alto, v.17, p. 493-518. 1972.

BORGES, R., R. MACHOTA JÚNIOR, M. I. C. BOFF, M. BOTTON. Efeito de iscas tóxicas sobre *Anastrepha fraterculus* (Wiedemann) (Diptera: Tephritidae). **BioAssay**. v.10, p.3, 2015.

BORTOLI, L.C., R. MACHOTA JÚNIOR, F. R. M. GARCIA, BOTTON, M. Evaluation of food lures for fruit flies (Diptera: Tephritidae) captured in a citrus orchard of the Serra Gaúcha. **Florida Entomologist**. v.99, n.3, p.381-384, 2016.

BOTTON, M.; ARIOLI, C.J.; MACHOTA JR, R.; NUNES, M.Z.; ROSA, J.M DA. Moscas-das-frutas na fruticultura de clima temperado: situação atual e perspectivas de controle através do emprego de novas formulações de iscas tóxicas e da captura massal. **Agropecuária Catarinense**. v.29, n.2, p. 103-108, 2016.

BRAGA SOBRINHO, R . Developing a mass-rearing system for *Anastrepha fraterculus* (Diptera: Tephritidae) in north-eastern Brazil. International. **Journal of Tropical Insect Science**, v. 34, p. 66-72, 2014.

CANAL, D. N. A.; ZUCCHI, R. A. Parasitóides - Braconidae. In: MALAVASI, A.; ZUCCHI, R. A. (Eds.) **Moscas-das-frutas de importância econômica no Brasil: conhecimento básico e aplicado**. Ribeirão Preto, Holos Editora, 2000. p.119-126.

CANCINO, J.L. Biología y comportamiento de *Diachasmimorpha longicaudata*, parasitoide de moscas de la fruta. In: **Curso regional sobre miscas de la fruta y su control com énfasis em lá técnica del insecto estéril**. Tepachula, Chiapas, p. 89-96, 1997.

CABRERA-MARÍN, N. V.; LIEDO, P.; VANDAME, R.; SÁNCHEZ, D. Foraging

Allocation in the Honey Bee, *Apis mellifera* L. (Hymenoptera: Apidae), Tuned by the Presence of the Spinosad-Based Pesticide GF-120. **Neotropical Entomology**, v.44, n.2, p.166-172, 2015.

CARVALHO, R.S; NASCIMENTO, A.S., MATRANGOLO, W.J.R. Controle biológico. In: MALAVASI, A., ZUCCHI, R.A.(Ed). **Moscas-das-frutas de importância econômica no Brasil**: conhecimento básico e aplicado. Ribeirão Preto: Holos Editora, Cap.9, p. 113- 117, 2000.

CARVALHO, R.S; NASCIMENTO, A.S. Criação e utilização de *Diachasmimorpha longicaudata* para controle biológico de moscas-das-frutas (Tephritidae). In: PARRA, J.R.P.,BOTELHO, P.S.M., CORRÊA-FERREIRA, B.S., BENTO, J.M.S. (Ed). **Controle biológico no Brasil**: Parasitoides e Predadores. São Paulo: Manoele, cap.10, p. 165- 179, 2002.

CHRISTENSON, L. D.; R. H. FOOTE. Biology of fruit flies. **Annual Review of Entomology**. v.5, p.171-192, 1960.

CROUSE, G. D., T. C. SPARKS, J. SCHOONOVER, J. GIFFORD, J. DRIPPS, T. BRUCE, L. L. LARSON, J. GARLICH, C. HATTON, R. L. HILL, T. V. WORDEN, and J. G. MARTYNOW. Recent advances in the chemistry of spinosyns. **Pest Management Science**. n.57, p. 177-185, 2001.

DIAS, N.P., SILVA, F.F. DA., ABREU, J.A. DE, PAZINI, J. B., BOTTA, R.A. Nível de infestação de moscas-das-frutas em faixa de fronteira, no Rio Grande do Sul. **Revista Ceres**, Viçosa, v. 60, n.4, p. 589-593, 2013.

DINIZ, M.P.F. **Uso de acetato de amônia em atrativos alimentares para moscas-das-frutas (Diptera: Tephritidae)**. 52p. Dissertação (título de mestre em ciência com área de concentração em entomologia). Universidade de São Paulo. Piracicaba, São Paulo, 2016.

DOUTT, R. I. Características biológicas de los adultos entomófagos. En: **Control biológico de las plagas de insectos y malas hierbas**. P. de Beach, Mexico, p. 179 – 204, 1964.

DOW ELANCO. Spinosad technical guide. DowElanco, Indianapolis, Indiana, 1994.

DUARTE, P.A.S., GARCIA, F.R.M., ANDALÓ, V. Faunal analysis and population density of fruit flies (diptera: tephritidae) in an orchard located in the central western region of Minas Gerais, Brazil. **Bioscience Journal**, Uberlândia, v. 32, n. 4, p. 960-968, 2016.

EHAER, L.E.; ENDICOT, P.C.; HERTHLEIN, M.B.; RODRIGUEZ B.A. **Medfly eradication in California**: Impact of Malathion bait sprays on an endemic gall midge and its parasitoids. *Entomologia Experimentalis et Applicata*, v.36, p.201-208, 1984.

FERNANDES- DA- SILVA, P.G.; ZUCOLOTO, F.S. Effect of host nutritive value on egg production by *Ceratitis capitata* (Diptera:Tephritidae). **Journal of Insect Physiology**, v.43, p.939- 943, 1997.

FLORES, S., L.E. GOMEZ; P. MONTOYA. Residual control and lethal concentrations of GF-120 (Spinosad) for *Anastrepha* spp. (Diptera: Tephritidae). **Journal of Economic Entomology**, v.104, p.1885-1891, 2011.

GALM, U., AND T. C. SPARKS. Natural product derived insecticides: discovery and development of spinetoram. **Journal of Industrial Microbiology and Biotechnology**. DOI 10.1007/s10295-015-1710-x, 2015.

GARCIA, F.R.M; CORSEUL, E. Influência de fatores climáticos sobre moscas-das-drutas (Diptera: Tephritidae) em pomares de pessegueiro em Porto Alegre, Rio Grande do Sul. **Revista da Faculdade de Zootecnia, Veterinária e Agronomia**. n.1, p.71-75, 1998/1999.

GARCIA, F. R. M., RICALDE, M. P. Augmentative Biological Control Using Parasitoids for Fruit Fly Management in Brazil. **Insects**. n. 4, p. 55-70, 2013.

GAZIT, Y., S. GAVRIEL, R. AKIVA, D. TIMAR. Toxicity of baited spinosad formulations to *Ceratitis capitata*: from the laboratory to the application. **Entomologia Experimentalis et Applicata**. v.147, p.120-125, 2013.

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

HEATH, R.R.,EPSKY, N.D., BLOEM, S., BLOEM, K., CAJABON, F., GUZMAN, A.; CHAMBERS, D. Ph effect on the attractiveness of a corn hydrolysate to the Mediterranean fruit fly an several *Anastrepha* species (Diptera: Tephritidae). **Journal of Economic Entomology**, College Park, v.87, n.4, p. 10008-1013, 1994.

HARTER, W. R., M. BOTTON, D. E. NAVA, A. D. GRUTZMACHER, R. S. GONÇALVES, MACHOTA JUNIOR, D. BERNARDI, AND O. Z. ZANARDI. Toxicities and residual effects of toxic baits containing spinosad or malathion to control the adult *Anastrepha fraterculus* (Diptera: Tephritidae). **Florida Entomologist**. v.98, n.1, p.202-208, 2015.

HEMPEL, A. Contribuição á biologia do *Ceratitis capitata* Wied. **Boletim de Agricultura**, v.6, p.353-354, 1905.

HEMPEL, A. O bicho dos frutos e seus parasitos. **Boletim de Agricultura**, v.7, n.5, p.206-214, 1906.

HENDRICHS, J., LAUZON, C.R., COOLEY, S.S., PROKOPY, R.J.Contribution of natural food sources to adult longevity and fecundity of *Rhagoletis pomonella* (Diptera: Tephritidae). **Annals of the Entomological Society of America**, v. 86,

p.250-264.

HSU, J.; H. FENG. Development of resistance to spinosad in oriental fruit fly (Diptera: Tephritidae) in laboratory selection and cross-resistance. **Journal of Economic Entomology**, v.99, n.3, p.931-936, 2006.

IBD - INSTITUTO BIODINÂMICO - **IBD certificações**, 2010. Disponível em: <http://www.ibd.com.br/ClientCert_Default.aspx>. Acesso em: 10 mai. 2017.

IBGE. 2017. Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística (IBGE). Disponível em: <http://www.sidra.ibge.gov.br/bda/prevsaf/default.asp?t=1&z=t&o=26&u1=1&u2=1&u3=1&u4=1> (Acessado fev. 2017).

IHERING, H. V. Laranjas bichadas. **Revista Agrícola**, v.70, p.179-181, 1901.

JOACHIM-BRAVO. I. S., GUIMARÃES, A. N., MAGALHÃES, T. C.; NASCIMENTO, A. S. Performance de *Ceratitis capitata* Wiedemann (Diptera: Tephritidae) em Frutos: Comparação de Duas Populações Criadas em Laboratório. **Neotropical Entomology**, v. 39, n.1.,p. 09-014, 2010.

KENDRA, P.E.; MONTGOMERY, W.S., MATEO, D.M., PUCHE, H., EPSKY, N.D., HEATH, R.R. Effect of age on EAG response and attraction of female *Anastrepha suspense* (Diptera: Tephritidae) to ammonia and carbon dioxide. **Environmental Entomology**, v.34, n.3, p.584-590, 2005.

KENDE, H. Ethylene biosynthesis. **Annual Review of Plant Physiology and Molecular Biology**, Palo Alto, v.44, p.283-307, 1993.

KOVALESKI, A.; RIBEIRO, L.G. Manejo de pragas na produção integrada de maçã. In: PROTAS, J.F. da. S.; VALDEBENITO SANHUEZA, R.M. **Produção integrada de frutas: o caso da maçã no Brasil**. Bento Gonçalves: Embrapa Uva e

Vinho, 2003, p.61- 68.

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.~

LAING, J.E., HAMAI, J. Biological control of insect pests and weeds by imported parasites, predators and pathogens. **Department of Biological and Environmental Science**, p.685-743, 1976.

LASA R., VELAZQUEZ, O.E., ORTEGA R.; ACOSTA E. Efficacy of comercial traps and food odor attractants for mass trapping the Mexican fruit fly *Anastrepha ludens*. **Journal of Economic Entomology**. v.107, p.198–205, 2014.

LAWRENCE, P. O.; BARANOWSKI, R. M.; GREANY, P. D. Effect age on development of *Biosteres longicaudatus* a parasitoid of the caribbean fruit fly *Anastrepha suspensa*. **The Florida Entomologist**, v.59, n.1, p. 33 – 39, 1976.

LEORA SOFTWARE. **Polo-PC**: a user's guide to probit or logit analysis. LeOra Software, Berkeley, CA. 1987.

LIQUIDO, N.J.; SHINODA, L.A.; CUNNINGHAM, R.T. Host plants of the Mediterranean fruit fly (Diptera: Tephritidae): an annotated world review. Annapolis, MD: **Entomological Society of America**, 1991. 52 p.

LORENZATO, D. **Controle integrado de mosca-das-frutas em fruteiras rosáceas**. Ipagro Inf, v.31, p.93-96, 1988.

MACHOTA-JÚNIOR R., L. C. BORTOLI, A. TOLOTTI; M. BOTTON. **Técnica de criação de *Anastrepha fraterculus* (Wied., 1830) (Diptera: Tephritidae) em laboratório utilizando hospedeiro natural**. Disponível em: <<http://www.cnpuv.embrapa.br/publica/boletim/bop015.pdf>>. Acesso em: 28 de ago. 2015.

MALACRIDA, A.R., MARINONI, F., TORTI, C., GOMULSKI, L.M., SEBASTIANI, F., BONVICINI, C., GASPERI, G., GUGLIELMINO, C.R. Genetic aspects of the worldwide colonization process of *Ceratitidis capitata*. **Journal of Heredity**. v.89, n.6, p. 501–507, 1998.

MALAVASI, A. Biologia, ciclo de vida, relação com o hospedeiro, espécies importantes e biogeografia de tefritídeos. In: curso internacional de capacitação em moscas-das-frutas, Vale do São Francisco, Brasil. **Biologia, monitoramento e controle de moscas-das-frutas**. Juazeiro: Biofábrica Moscamed Brasil. p. 1-5, 2009.

MALO, E. A. Effect of bait decomposition time on capture of *Anastrepha* fruit flies. **Florida Entomologist**, v.75, n.2, p.272-274, 1992.

MANGAN, R. L., D. S. MORENO AND G. D. THOMPSON. Bait dilution, spinosad concentration, and efficacy of GF-120 based fruit fly sprays. **Crop Protection**. v.25, p.125-133, 2006.

MANGAN, R.L.; THOMAS, D.B. Comparison of torula yeast and various grape juice products as attractants for mexican fruit fly (Diptera: Tephritidae). **Journal of Economic Entomology**, Annapolis, v.107, n.2, p.591-600, 2014.

MARKUSSEN, M. D. K.; M. KRISTENSEN. Spinosad resistance in female *Musca domestica* L. from a field-derived population. **Pest Management Science**, v.68, p.75–82, 2011.

MCDONALD, P. T.; MCINNIS, D. O. *Ceratitidis capitata*: effect of host fruit size on the number of eggs per clutch. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v. 37, p. 207- 211, 1985.

MEIRELLES, R.N., REDAELLI, L.R., JAHNKE, S.M., OURIQUE, C.B., OZORIO,

D.V.B. Parasitism of fruit flies (Tephritidae) in field, after the releases of *Diachasmimorpha longicaudata* (Ashmead) (Hymenoptera: Braconidae) in Rio Grande do Sul. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v.38, n.2, p. e-673, 2016.

MINISTÉRIO DA AGRICULTURA, PECUÁRIA e ABASTECIMENTO (MAPA).

Mapa prepara programa nacional para combate à mosca-das-frutas. 2015.

Disponível em:

<<http://www.agricultura.gov.br/comunicacao/noticias/2015/02/mapa-prepara-programa-nacional-para-combate-a-mosca-das-frutas>>. Acesso em: 12 dez. 2016.

MORELLI, R.; COSTA, K. Z.; FAGIONI, K. M.; COSTA, M. L. Z.; NASCIMENTO, A. S.; PIMENTEL, R. M. A.; WALDER, M. M. **New protein sources in adults diet for mass-rearing of *Anastrepha fraterculus* (Diptera: Tephritidae).** Brazilian Archives of Biology and Technology, v.55, n.6, p.827-833, 2012.

MORENO D. S. E R. L. MANGAN. Bait matrix for novel toxicants for use in control of fruit flies (Diptera: Tephritidae), *In*: HALLMAN, G. J.; SCHWALBE, C. (Ed.). **Invasive arthropods in agriculture: problems and solutions.** Science Publishers, Inc., Enpheld, NH, p.333-362, 2003.

MORENO, D. S.; MANGAN, R. L. Bait matrix for novel toxicants for use in control of fruit flies (Diptera: Tephritidae), *In*: HALLMAN, G. J.; SCHWALBE, C. (Ed.). **Invasive arthropods in agriculture: problems and solutions.** Science Publishers, Inc., Enpheld, NH, p. 333-362, 2002.

MORENO, D. S.; MANGAN, R. L. Novel insecticide strategies such as phototoxic dyes in adult fruit fly control and suppression programmes. *In*: Tan, K.H. (Ed.), **Area-Wide Control of Fruit Flies and Other Insects Pests.** Penang, Malaysia, p. 421–432, 2000.

NASCIMENTO, A.S., 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.

NASCIMENTO, A.S.; AGUIAR, W.; SÁ, R.F.; CARVALHO, R.S.; CASTELLANI, M.A.; MOREIRA, A.A.; SÃO JOSÉ, A.R.; WALDER, J.M.M.; SILVA, V.E.S.; MALAVASI, A.; PARANHOS, B.J. Técnica do Inseto Estéril (TIE): nova tecnologia para o controle de moscas-das-frutas no Brasil; Projeto Piloto Livramento de Nossa Senhora. **Bahia Agrícola**, Salvador, v.8, n.2, p.53-57, 2008.

NAVA, D. E.; MELO, M.; NUNES, A. M.; GARCIA, M. S.; BOTTON, M. Mosca em Surto. **Revista Cultivar Hortaliças e Frutas**, p. 26-29, 01, 2008.

NAVA D.E.; M. BOTTON. **Bioecologia e controle de *Anastrepha fraterculus* e *Ceratitis capitata* em pessegueiro**. 2010. Disponível em: <[http://www.infoteca.cnptia.embrapa.br/infoteca/bitstream/doc/889693/4/CPACTD ocum ento315.pdf](http://www.infoteca.cnptia.embrapa.br/infoteca/bitstream/doc/889693/4/CPACTD%20ocum%20ento315.pdf)>. Acesso em 25 ago. 2015.

NAVARRO-LLOPIS V; PRIMO, J; VACAS, S. Efficacy of attract-and-kill devices for the control of *Ceratitis capitata*. **Pest Management Science**, v.69, p. 478-482, 2012.

NONDILLO, A.; ZANARDI, O.; AFONSO, A.P.; BENEDETTI, A.J.; 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, n.9, 2007.

ORLANDO, A.; SAMPAIO, A. S. Moscas-das-frutas. **Biologico**, n.39, v.6, p.143–150, 1973.

PARANHOS, B. A. J.; WALDER, J. M. M.; NASCIMENTO, A. S. Controle Biológico de *Anastrepha* sp. (Díptera: Tephritidae) em seriguelas e goiabas, pela liberação do *Diachasmimorpha longicaudata* (Hymenoptera: Braconidae). In: SIMPÓSIO DE CONTROLE BIOLÓGICO, 7., 2001, Poços de Caldas. **Resumos...**Poços de

Caldas: UFLA, p. 140., 2001b.

PARANHOS, B.A.J.; WALDER, J.M.M.; ALVARENGA, C.D. Parasitismo de larvas da mosca-do-mediterrâneo por *Diachasmimorpha longicaudata* (Ashmead) (Hymenoptera: Braconidae) em diferentes cultivares de goiaba. **Neotropical Entomology**, v.36, p.243- 246, 2007.

PARANHOS, B.A.J.; NASCIMENTO, A.S.; BARBOSA, F.R.; VIANA, R.; SAMPAIO, R.; MALAVASI, A.; WALDER, J.M.M. **Técnica do inseto estéril**: nova tecnologia para combater a mosca-das-frutas, *ceratitis capitata*, no Submédio do Vale do São Francisco. Embrapa Semi-Árido: Petrolina, 2008. 6p. (Comunicado Técnico 137).

PELZ, K.S., R. ISAACS, J.C. WISE; L.J. GUT. 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.

PIÑERO; J.C.; MAU, R.F.L.; VARGAS, R.I. Managing oriental fruit fly (Diptera: Tephritidae), with spinosad-based protein bait sprays and sanitation in papaya orchards in Hawaii. **Journal of Economic Entomology**, v.102, p.280-289, 2009.

PLÁCIDO- SILVA, M. do C.; ZUCOLOTO, F.S.; JOACHIM- BRAVO, I.S. Influence of protein on feeding behavior of *Ceratitidis capitata* Wiedemann (Diptera: Tephritidae): comparison between immature males and females. **Neotropical Entomology**, v.34, p.539- 545, 2005.

PROKOPY, R. J.; ROITBERG, B. D. Foraging behaviour of true fruit flies: concepts of foraging can be used to determine how tephritids search for food, mates and egg-laying sites and to help control these pests. **American Scientist**, v.72, n.1, p.41-49, 1984.

PROKOPY, R.J., N.W. MILLER, J.C. PIÑERO, L. ORIDE, N. CHANEY, H. REVIS; R.I. VARGAS. How effective is GF-120 fruit fly bait spray applied to border area

sorghum plants for control of melon flies (Diptera: Tephritidae)? **Florida Entomologist**, v.87, n.3, p.354-360, 2004.

PURCELL, M.F., STARK, J.D., MESSING, R.H. Insecticide effect on three tephritid fruit flies and associated braconid parasitoids in Hawaii. **Journal of Economic Entomology**, v.87, n.6, p.1455-1462, 1994.

RAHMAN, T., BROUGHTON, S. Suppressing Mediterranean fruit fly (Diptera: Tephritidae) with an attract-and-kill device in pome and stone fruit orchards in Western Australia. **Crop Protection**, n.80, p. 108-117, 2016.

RAGA A., R. A. MACHADO, W. DINARDO, AND P. C. STRIKIS. Eficácia de atrativos alimentares na captura de moscas-das-frutas em pomar de citros. **Bragantia**. v.65, p.337-345, 2006.

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

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

RAGA, A.; MACHADO, R. A.; DINARDO, W.; STRIKIS, P.C. Eficácia de atrativos alimentares na captura de moscas-das-frutas em pomar de citros. **Bragantia**, v.65, n.2, p.337-345, 2006.

RAGA, A.; SATO, M.E. Controle Químico de Moscas-das-Frutas. **Documento Técnico** 20, 14p. 2016.

ROBERTSON, J. L., R. M. RUSSELL, H. K. PREISLER, E N. E. SAVIN. **Bioassays with arthropods**. CRC Press, Boca Raton, FL, 2007, 199 p.

RUIZ, L.; FLORES, S.; CANCINO, J.; ARREDONDO, 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.

SALGADO, V. L. Studies on the mode of action of spinosad: Insect symptoms and physiological correlates. **Pesticide Biochemistry Physiology**, 60: 91-102, 1998.

SALLES L.A.B. Isca tóxica para o controle de adultos de *Anastrepha fraterculus* (Wied.) (Diptera: Tephritidae). **Anais da Sociedade Entomológica Brasileira**, v.24, n.1, p.153– 157, 1995.

SALLES, L.A.B.; LEONEL, M.A.H. Influência do hospedeiro no desenvolvimento larval e pupal de *Anastrepha fraterculus* (Wied.) (Diptera:Tephritidae). **Anais Sociedade Entomológica Brasil**, v. 25, n. 2, p. 373-375,1996.

SALLES, L.A.B. Principais pragas e seu controle, p. 205-242. In: C. A. B. Medeiros M.C.B.; Raseira, A. **Cultura do Pessegueiro**. Brasília, Embrapa-SPI, Pelotas: Embrapa- CPACT, 1998. 350 p.

SALLES, L.A.B. Ocorrência precoce da mosca-das-frutas em ameixas. **Ciência Rural**, v.29, p.349-350, 1999.

SAMARITÁ. **Isca Samaritá Tradicional**: Descrição. Disponível em: samarita.com.br. Acesso em 28 set. 2017.

SCHUTZE, I.X. **Toxicidade e efeito residual de iscas tóxicas a base se espinosade e espinetoram sobre *Anastrepha fraterculus* (Wied.) (Diptera: Tephritidae)**. 52p. Dissertação (título de mestre em fitossanidade com área de concentração em entomologia). Universidade Federal de Pelotas. Pelotas, Rio Grande do Sul, 2017.

SCOZ, P. L.; BOTTON, M.; GARCIA, M. S. Controle químico de *Anastrepha fraterculus* (Wied.) (Diptera: Tephritidae) em laboratório. **Ciência Rural**, v.34, p.1689-1690, 2004.

SIVINSKI, J.; WEBB, J. C. A courtship signals produced during courtship in *Diachasmimorpha longicaudata* and others braconidae. **Annals of the Entomological Society of America**, v.82, n.1, p. 116 – 120, 1989.

SPARKS, T. C., G. D. CROUSE, AND G. DURST. Natural products as insecticides: the biology, biochemistry and quantitative structure-activity relationships of spinosyns and spinosoids. **Pest Management Science**, n.57, p.896-905, 2001.

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

SHIMOKAWATOKO, Y.; SATO, N.; YAMAGUCHI, Y.; TANAKA, H. **Development of the novel insecticide spinetoram (Diana®)**. – Sumithomo Chemical Co., Ltd., Tokyo, 2012.

TRASSATO, L.B., NETO, J.L.L.M., LIMA, A.C.S., SILVA, E.S. DA., RONCHI-TELES, B., CARMO, I.L.G.S. Primeira ocorrência de *Ceratitis capitata* (Wied.) no Estado de Roraima, Brasil. *Revista Agroambiente On-line*, v. 11, n. 1, p. 88-91, janeiro-março, 2017. **[Nota Técnica]**

TAN, K. H.; NISHIDA, R.; JANG, E. B.; SHELLY, T. E. Pheromones, male lures, and trapping of Tephritid fruit flies. In. SHELLY, T.; EPSKY, N.; JANG, E. B.; REYES-VARGAS, R.I., AND R. PROKOPY. Attraction and feeding responses of melon flies and oriental fruit flies (Diptera: Tephritidae) to various protein baits with and without toxicants. **Procc Hawaii Entomol Soc**. v.38, p. 9-60, 2006.

URBANEJA, A., CHUECA, P., MONTÓN, H., PASCUAL-RUIZ, S., DEMBILIO, O.,

VANACLOCHA, P., ABAD-MOYANO, R., PINA, T., CASTAÑERA, P. Chemical Alternatives to Malathion for Controlling *Ceratitis capitata* (Diptera: Tephritidae), and their side effects on natural enemies in Spanish citrus orchards. **Journal of Economic Entomology**, v.102, n.1, p.144-151, 2009.

VARGAS, R.I.; N.W. MILLER; R.J. PROKOPY. 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.

VONTAS, J., P. HERNÁNDEZ-CRESPO, J. T. MARGARITOPOULOS, F. ORTEGO, H. FENG, K. D. MATHIOPOULOS; J. HSU. Insecticide resistance in Tephritid flies. **Pesticide Biochemistry Physiology**, v.100, p.199-205, 2011.

WALDER, J. M. M.; LOPES, L. A.; COSTA, M. L. Z.; SESSO, J. N.; TONIN, G.; CARVALHO, M. L.; LARA, P. Criação e liberação do parasitóide *Diachasmimorpha longicaudata* (Ashmead) (Hymenoptera: Braconidae) para controle de moscas-das-frutas no estado de São Paulo. **Laranja**, Cordeirópolis, v.16, n. 1, p. 149-153, 1995.

WANG, X.G.; E.A. JARJEES; B.K. MCGRAW; A.H. BOKONON-GANTA; R.H. MESSING; M.W. JOHNSON. Effects of spinosad-based fruit fly bait GF-120 on tephritid fruit fly and aphid parasitoids. **Biological Control**. v.35, n.2, p.155-162, 2005.

WELDON, C.W., BOARDMAN, L., MARLIN, D., JOHN S. TERBLANCHE, J.S. Physiological mechanisms of dehydration tolerance contribute to the invasion potential of *Ceratitis capitata* (Wiedemann) (Diptera: Tephritidae) relative to its less widely distributed congeners. **Frontiers in Zoology**, 15p., 2016.

YEE, W. L.; D. G. ALSTON. Sucrose mixed with spinosad enhances kill and reduces oviposition of *Rhagoletis indifferens* (Diptera: Tephritidae) under low food availability. **Journal of Entomological Society**, v.51, n.2, p.101-112, 2016.

YEE, W. L.; JACK, O.; NASH, M. J. Mortality of *Rhagoletis pomonella* (Diptera: Tephritidae) exposed to field-aged spinetoram, GF-120, and azinphos-methyl in Washington State. **Florida Entomologist**, v.90, n.2, p.335-342, 2007.

YEE, W.L.; CHAPMAN, P.S. Effects of GF-120 fruit fly bait concentrations on attraction, feeding, mortality, and control of *Rhagoletis indifferens* (Diptera: Tephritidae). **Journal of Economic Entomology**, v.98, n.5, p.1654-1663, 2005.

ZANARDI, O.Z., NAVA, D.E., BOTTON, M., ANDERSON DIONEI GRÜTZMACHER, A.D., RUBEN MACHOTA JR, R., BISOGNIN, M. Desenvolvimento e reprodução da mosca- do- mediterraneo. **Pesquisa agropecuária brasileira**, Brasília, v.46, n.7, p.682- 688, 2011.

ZART, M.; BOTTON, M.; FERNANDES, O. A. Injúrias causadas por moscas-das-frutas sul-americana em cultivares de videira. **Revista Bragantia**, v. 70, n. 1, p. 64-71, 2011.

ZUCOLOTO, F. S. Alimentação e nutrição de mosca-das-frutas. In: MALAVASI, A.; ZUCCHI, R.A. (Ed.). **Mosca-das-frutas de importância econômica no Brasil: conhecimento básico e aplicado**. Ribeirão Preto: Holos, p. 67-80, 2000.

ZUCCHI, R.A. Taxonomia. In: MALAVASI, A. & ZUCCHI, R.A. (Eds.). **Moscas-das- frutas de importância econômica no Brasil: conhecimento básico e aplicado**. Ribeirão Preto: Holos, 2000, p.13-24.