

# MOSCAS- -DAS-FRUTAS NO BRASIL

CONHECIMENTO  
BÁSICO E APLICADO

ROBERTO A. ZUCCHI  
ALDO MALAVASI  
RICARDO ADAIME  
DORI EDSON NAVA



Fealq

VOLUME I

**Catálogo na Publicação**  
**DIVISÃO DE BIBLIOTECA - DIBD/ESALQ/USP**

---

Moscas-das-frutas no Brasil: conhecimento básico e aplicado; v.1 / edição de Roberto Antonio Zucchi ...[et al.]. -- Piracicaba : FEALQ, 2023.  
549 p. : il.

ISBN: 978-65-89722-12-0

1. *Anastrepha* 2. Controle integrado 3. Mosca-das-frutas - Brasil 4. Plantas hospedeiras  
I. Zucchi, R. A., ed. II. Malavasi, A., ed. III. Adaime, R., ed. IV. Nava, D. E., ed. V. Título

CDD 632.774

# CAPÍTULO 18

## Controle biológico das moscas-das-frutas

Beatriz Aguiar Jordão Paranhos

Clarice Diniz Alvarenga

Ricardo Adaime

Carlos Alberto Tuão Gava

Dori Edson Nava

### Introdução

O uso de agentes de controle biológico para moscas-das-frutas no Brasil teve seu marco histórico em 1937, quando foi introduzido e liberado nos pomares do estado de São Paulo o parasitoide *Tetrastichus giffardianus* Silvestri (Hymenoptera: Eulophidae), para o controle de *Ceratitidis capitata* (Wiedemann) (Fonseca 1938). Outras introduções de parasitoides foram realizadas para a implementação de programas de controle biológico (CB) clássico, entretanto o principal avanço da pesquisa foi o inventário e a identificação das espécies de parasitoides relacionadas com seus hospedeiros e os cultivos agrícolas que em condições naturais contribuem para o controle de moscas-das-frutas.

O manejo de moscas-das-frutas passa pelo emprego de diferentes táticas de controle (Dias *et al* 2018). O uso de inimigos naturais em programas de CB clássico, aplicado ou por conservação, são essenciais para o controle de tefritídeos em programas regionais e nacionais, com foco em áreas amplas. Atualmente, no Brasil, há grupos de pesquisadores trabalhando com o desenvolvimento de programas de CB para *Bactrocera carambolae* Drew & Hancock na região Norte, com o uso do parasitoide de ovos *Fopius arisanus* (Sonan), e para o controle de *Anastrepha fraterculus* (Wiedemann) e de *C. capitata* com parasitoides nativos e *Diachasmimorpha longicaudata* (Ashmead), especialmente no Sul e no Nordeste, Vale do São Francisco, respectivamente. Além disso, há uma preocupação com a preservação dos predadores e dos parasitoides nos pomares, que são fundamentais para auxiliar no controle dos tefritídeos. Neste capítulo são apresentados os principais agentes de biocontrole de moscas-das-frutas, as espécies candidatas a serem utilizadas nos programas e as principais estratégias disponíveis.

### Agentes de controle biológico

#### Parasitoides nativos

Diversas espécies de himenópteros das famílias Braconidae, Figitidae, Pteromalidae e Diapriidae são parasitoides de moscas-das-frutas no Brasil, sendo as duas primeiras famílias as que possuem

maior quantidade de espécies descritas e que se caracterizam por serem endoparasitoides cenobiontes de larva-pupa (Canal & Zucchi 2000, Ovruski *et al* 2000). As espécies da família Pteromalidae são ectoparasitoides idiobiontes de pupas, enquanto as da família Diapriidae também são parasitoides idiobiontes de pupa, mas são consideradas endoparasitoides (Paranhos *et al* 2019).

Atualmente, são listadas para o Brasil 29 espécies de parasitoides (Tabela 1), mas este número provavelmente seja maior, pois novas espécies estão sendo descritas. Este número pode aumentar, à medida que novos trabalhos de ocorrência e levantamentos populacionais sejam realizados em regiões ainda não estudadas. Como exemplo, a Rede Amazônica de Pesquisa sobre Moscas-das-Frutas reuniu nos últimos 15 anos diversos pesquisadores e apresentou entre outros resultados o registro de oito espécies de braconídeos e três de figítídeos para a Região Norte do Brasil (Adaime *et al* 2018a).

Entre os braconídeos, *Doryctobracon areolatus* (Szépligeti) é o mais abundante e frequente e que parasita várias espécies de moscas-das-frutas em diversos hospedeiros, sendo registrado em quase todos os Estados do país (Canal *et al* 1995, Leonel Jr. *et al* 1995, Leonel Jr. *et al* 1996, Matrangelo *et al* 1998, Canal & Zucchi 2000, Aguiar-Menezes *et al* 2001, Uchôa *et al* 2003, Silva & Silva 2007, Marinho *et al* 2009, Thomazini & Albuquerque 2009, Silva *et al* 2010, Nicácio *et al* 2011, Nunes *et al* 2012, Deus & Adaime 2013). As espécies *D. brasiliensis* (Szépligeti) e *Opius bellus* Gahan também são frequentes, mas sua distribuição geográfica é mais restrita (Salles 1996, Nunes *et al* 2012). Entre os figítídeos a espécie mais frequente e abundante é *Aganaspis pelleranoi* (Brèthes) (Guimarães *et al* 1999, Garcia & Corseuil 2004, Nunes *et al* 2012).

A maior parte dos estudos com parasitoides nativos refere-se a Braconidae e Figitidae, abordando sua ocorrência, distribuição e análise faunística (Leonel Jr. 1991, Canal *et al* 1994, Canal *et al* 1995, Leonel Jr. *et al* 1995, Leonel Jr. *et al* 1996, Salles 1996, Aguiar-Menezes & Menezes 1996, Aguiar-Menezes & Menezes 1997, Matrangelo *et al* 1998, Guimarães *et al* 1999, Aguiar-Menezes *et al* 2001, Aguiar-Menezes & Menezes 2001, Araujo & Zucchi 2002, Aguiar-Menezes *et al* 2003, Garcia & Corseuil 2004, Guimarães *et al* 2004, Souza Filho *et al* 2007, Silva & Silva 2007, Souza Filho *et al* 2009, Marinho *et al* 2009, Silva *et al* 2010, Bittencourt *et al* 2011, Nicacio *et al* 2011, Nunes *et al* 2012), comportamento (Guimarães & Zucchi 2004, Silva *et al* 2007) e taxonomia (Canal & Zucchi 2000, Guimarães *et al* 2000, Marinho *et al* 2017). Apesar da grande quantidade de trabalhos sobre a ocorrência e distribuição em diferentes locais do Brasil, ainda faltam informações de diversas regiões sobre a presença de outras espécies que parasitam larvas, além de parasitoides de ovos e de pupas. Um exemplo recente foi a descrição de duas espécies próximas de *D. areolatus*, nominadas de *D. whartoni* e *D. adamei*, braconídeos que ocorrem na região amazônica brasileira (Marinho *et al* 2017). Estudos relacionados à ecologia e ao potencial de parasitismo com parasitoides nativos, que até pouco tempo eram escassos, também tiveram recentemente avanço considerável para as principais espécies (Gonçalves *et al* 2013, Gonçalves *et al* 2014, Gonçalves *et al* 2016, Poncio *et al* 2016, Gonçalves *et al* 2018, Poncio *et al* 2018) (v. capítulo 17).

## Parasitoides exóticos

A primeira introdução de parasitoide exótico de moscas-das-frutas no Brasil foi feita em 1937, quando foram liberados nos pomares do estado de São Paulo *T. giffardianus*, para o controle de *C. capitata* (Fonseca & Autuori 1940). Após sua liberação o parasitoide não foi mais coletado por quase 70 anos, até ser detectado na Bahia, Rio Grande do Norte, Ceará (Costa *et al* 2005, Araújo *et al*

Tabela 1. Espécies nativas de parasitoides de moscas-das-frutas (Tephritoidea) registradas no Brasil e sua relação com hospedeiros [adaptada de Paranhos et al (2019) com novos registros].

Famílias	Subfamílias	Espécies	Moscas-das-frutas hospedeiras	Referências	Estágios/períodos de parasitismo e desenvolvimento	Categorias de parasitoide	Formas de exploração do hospedeiro
Braconidae	Alysiinae	<i>Asobara anastrephae</i> (Muesebeck 1958)	<i>Anastrepha</i> sp., <i>A. antunesi</i> Lima 1938, <i>A. atrigona</i> Hendel 1914, <i>A. bahiensis</i> Lima 1937, <i>A. coronilli</i> Carrejo & González 1993, <i>A. fractura</i> Stone 1942, <i>A. obliqua</i> (Macquart 1835), <i>A. sororcula</i> Zucchi 1979, <i>A. striata</i> Schiner 1868, <i>A. zenildae</i> Zucchi 1979	Canal & Zucchi (2000), Costa (2005), Silva et al (2007), Deus et al (2009), Souza et al (2012), Dutra et al (2013)	Larva-pupa	Endoparasitoide	Cenobionte
Braconidae	Alysiinae	<i>Asobara obliqua</i> (Papp 1969)	<i>N. pendula</i> (Bezzi 1919), <i>Neosiiba</i> sp.	Souza et al (2012)	Larva-pupa	Endoparasitoide	Cenobionte
Braconidae	Alysiinae	<i>Idiasta delicata</i> (Papp 1969)	<i>Anastrepha</i> sp.	Costa (2005)	Larva-pupa	Endoparasitoide	Cenobionte
Braconidae	Opiinae	<i>Doryctobracon adaimi</i> Marinho & Pentead-Dias 2017	<i>A. coronilli</i> , <i>A. striata</i>	Silva et al (2011c), Marinho et al (2017)	Larva-pupa	Endoparasitoide	Cenobionte
Braconidae	Opiinae	<i>D. areolatus</i> (Szépligeti 1911)	<i>A. antunesi</i> , <i>A. amita</i> Zucchi 1979, <i>A. atrigona</i> , <i>A. bahiensis</i> , <i>A. bistrigata</i> Bezzi 1919, <i>A. coronilli</i> , <i>A. distincta</i> Greene 1934, <i>A. fraterculus</i> (Wiedemann 1930), <i>A. fractura</i> , <i>A. leptozona</i> Hendel 1914, <i>A. manihoti</i> Lima 1934, <i>A. obliqua</i> , <i>A. pickeli</i> Lima 1934, <i>A. pseudanomala</i> Norrbom 2002, <i>A. pseudoparallela</i> (Loew 1873), <i>A. serpentina</i> (Wiedemann 1930), <i>A. sororcula</i> , <i>A. striata</i> , <i>A. rheediae</i> Stone 1942, <i>A. turpiniae</i> Stone 1942, <i>A. zenildae</i> , <i>Ceratitis capitata</i> (Wiedemann 1824)	Leonel Jr et al (1995), Canal (1997), Canal & Zucchi (2000), Creão (2003), Costa (2005), Pereira (2009), Deus et al (2009), Alvarenga et al (2009), Marsaro Jr et al (2010), Jesus et al (2010), Nicacio et al (2011), Garcia & Ricalde (2013)	Larva-pupa	Endoparasitoide	Cenobionte

Tabela 1. continuação

Famílias	Subfamílias	Espécies	Moscas-das-frutas hospedeiras	Referências	Estágios/períodos de parasitismo e desenvolvimento	Categorias de parasitoide	Formas de exploração do hospedeiro
Braconidae	Opiinae	<i>D. brasiliensis</i> (Szépligeti 1911)	<i>A. amita</i> , <i>A. fraterculus</i> , <i>A. fractura</i> , <i>A. hadropickeli</i> Canal, Uramoto, Zucchi 2013, <i>A. montei</i> Lima 1934, <i>A. pickeli</i> , <i>A. serpentina</i> , <i>A. sororcula</i> , <i>A. zenilidae</i>	Canal & Zucchi (2000), Alvarenga <i>et al</i> (2009), Souza <i>et al</i> (2012), Dutra <i>et al</i> (2013)	Larva-pupa	Endoparasitoide	Cenobionte
Braconidae	Opiinae	<i>D. crawfordi</i> (Viereck 1911)	<i>A. coronilli</i>	Deus <i>et al</i> (2013)	Larva-pupa	Endoparasitoide	Cenobionte
Braconidae	Opiinae	<i>D. fluminensis</i> (Lima 1938)	<i>A. fraterculus</i> , <i>A. montei</i> , <i>A. parallela</i> (Wiedemann 1830), <i>A. pickeli</i> , <i>A. hadropickeli</i> , <i>A. pseudoparallela</i>	Canal & Zucchi (2000), Alvarenga <i>et al</i> (2009)	Larva-pupa	Endoparasitoide	Cenobionte
Braconidae	Opiinae	<i>D. whartoni</i> Marinho & Penteado-Dias 2017	<i>A. atrigona</i>	Deus <i>et al</i> (2009)	Larva-pupa	Endoparasitoide	Cenobionte
Braconidae	Opiinae	<i>Microcrasis lonchaeae</i> (Lima 1937)	<i>Rhagoletotrypeta pastranai</i> Aczél 1954	Canal & Zucchi (2000), Garcia & Ricalde (2013)	Larva-pupa	Endoparasitoide	Cenobionte
Braconidae	Opiinae	<i>Opius bellus</i> Gahan 1930	<i>A. antunesi</i> , <i>A. atrigona</i> , <i>A. coronilli</i> , <i>A. distincta</i> , <i>A. fraterculus</i> , <i>A. fractura</i> , <i>A. hastata</i> Stone 1942, <i>A. leptozona</i> , <i>A. manihoti</i> , <i>A. montei</i> , <i>A. obliqua</i> , <i>A. pastranai</i> , <i>A. pickeli</i> , <i>A. serpentina</i> , <i>A. sororcula</i> , <i>A. striata</i> , <i>A. turpiniae</i> , <i>C. capitata</i>	Canal <i>et al</i> (1994), Leonel Jr <i>et al</i> (1995), Canal & Zucchi (2000), Silva & Ronchi-Teles (2000), Creão (2003), Costa (2004), Jesus <i>et al</i> (2008), Alvarenga <i>et al</i> (2009), Marsaro Jr. <i>et al</i> (2010), Pereira <i>et al</i> (2010), Dutra <i>et al</i> (2013)	Larva-pupa	Endoparasitoide	Cenobionte
Braconidae	Opiinae	<i>Opius itatiayensis</i> (Lima 1937)	<i>Tomoplagia</i> sp.	Canal & Zucchi (2000)	Larva-pupa	Endoparasitoide	Cenobionte
Braconidae	Opiinae	<i>Opius tomoplagiae</i> Lima 1938	<i>T. rudolphi</i> (Lutz & Lima 1918)	Canal & Zucchi (2000)	Larva-pupa	Endoparasitoide	Cenobionte

Tabela 1. continuação

Famílias	Subfamílias	Espécies	Moscas-das-frutas hospedeiras	Referências	Estágios/períodos de parasitismo e desenvolvimento	Categorias de parasitoide	Formas de exploração do hospedeiro
Braconidae	Opiinae	<i>Opius</i> sp.	<i>Anastrepha</i> sp., <i>A. distincta</i> , <i>A. leptozona</i> , <i>A. obliqua</i>	Canal & Zucchi (2000)	Larva-pupa	Endoparasitoide	Cenobionte
Braconidae	Opiinae	<i>Utetes anastrephae</i> (Viereck 1913)	<i>A. amita</i> , <i>A. bahiensis</i> , <i>A. coronilli</i> , <i>A. fraterculus</i> , <i>A. manihoti</i> , <i>A. obliqua</i> , <i>A. pickeli</i> , <i>A. sororcula</i> , <i>A. striata</i> , <i>A. turpiniae</i> , <i>A. zenildae</i> , <i>C. capitata</i>	Canal <i>et al</i> (1995), Canal & Zucchi (2000), Alvarenga <i>et al</i> (2009), Nicacio <i>et al</i> (2011), Dutra <i>et al</i> (2013), Costa (2005)	Larva-pupa	Endoparasitoide	Cenobionte
Figitidae	Eucoilinae	<i>Aganaspis nordlanderi</i> Wharton 1998	<i>A. bahiensis</i> , <i>A. coronilli</i> , <i>A. striata</i>	Guimarães <i>et al</i> (2000), Garcia & Ricalde (2013)	Larva-pupa	Endoparasitoide	Cenobionte
Figitidae	Eucoilinae	<i>Aganaspis pelleranoi</i> (Brèthes 1924)	<i>A. amita</i> , <i>A. bahiensis</i> , <i>A. coronilli</i> , <i>A. fraterculus</i> , <i>A. obliqua</i> , <i>A. serpentina</i> , <i>A. sororcula</i> , <i>A. striata</i> , <i>A. zenildae</i> , <i>C. capitata</i>	Guimarães <i>et al</i> (2000), Alvarenga <i>et al</i> (2009), Souza <i>et al</i> (2012), Dutra <i>et al</i> (2013)	Larva-pupa	Endoparasitoide	Cenobionte
Figitidae	Eucoilinae	<i>Dicerataspis flavipes</i> (Kieffer 1909)	<i>Anastrepha</i> spp., <i>A. amita</i> , <i>A. zenildae</i> , <i>A. sororcula</i>	Guimarães <i>et al</i> (1999), Abreu <i>et al</i> (2019)	Larva-pupa	Endoparasitoide	Cenobionte
Figitidae	Eucoilinae	<i>Lopheucoila anastrephae</i> (Rhower 1919)	<i>A. amita</i> , <i>A. pseudoparallela</i>	Guimarães <i>et al</i> (2000), Nicacio <i>et al</i> (2011), Garcia & Ricalde (2013)	Larva-pupa	Endoparasitoide	Cenobionte
Figitidae	Eucoilinae	<i>Odontosema anastrephae</i> Borgmeier 1935	<i>A. fraterculus</i> , <i>A. pseudoparallela</i>	Guimarães <i>et al</i> (2000)	Larva-pupa	Endoparasitoide	Cenobionte
Figitidae	Eucoilinae	<i>Odontosema albinerve</i> Keiffer 1909	<i>A. serpentina</i>	Fernandes <i>et al</i> (2013)	Larva-pupa	Endoparasitoide	Cenobionte
Figitidae	Eucoilinae	<i>Tropideucoila rufipes</i> Ashmead 1903		Guimarães <i>et al</i> (2000)	Larva-pupa	Endoparasitoide	Cenobionte
Figitidae	Eucoilinae	<i>Tropideucoila weldi</i> Costa Lima 1940	<i>A. fraterculus</i> , <i>A. sororcula</i> , <i>A. zenildae</i>	Guimarães <i>et al</i> (2000), Souza <i>et al</i> (2012)	Larva-pupa	Endoparasitoide	Cenobionte
Figitidae	Eucoilinae	<i>Trybliographa infuscata</i> Diaz, Gallardo & Uchôa 2000	<i>Anastrepha</i> spp.	Souza-Filho <i>et al</i> (2009)	Larva-pupa	Endoparasitoide	Cenobionte
Figitidae	Eucoilinae	<i>Trybliographa</i> sp.	<i>Anastrepha</i> spp.	Guimarães <i>et al</i> (2000)	Larva-pupa	Endoparasitoide	Cenobionte

Tabela 1. continuação

Famílias	Subfamílias	Espécies	Moscas-das-frutas hospedeiras	Referências	Estágios/periodos de parasitismo e desenvolvimento	Categorias de parasitoide	Formas de exploração do hospedeiro
Figitidae	Eucoilinae	<i>Trybliographa</i> sp.	<i>Anastrepha</i> spp.	Guimarães <i>et al</i> (2000)	Larva-pupa	Endoparasitoide	Cenobionte
Pteromalidae	Pteromalinae	<i>Pachycrepoideus vindemmiae</i> (Rondani 1875)	<i>A. fraterculus</i>	Salles (1996), Souza <i>et al</i> (2012)	Pupa	Ectoparasitoide	Idiobionte
Pteromalidae	Spalangiinae	<i>Spalangia endius</i> Walker 1839	<i>Anastrepha</i> spp.	Aguiar-Menezes <i>et al</i> (2003)	Pupa	Ectoparasitoide	Idiobionte
Diapriidae	Diapriinae	<i>Coptera haywardi</i> Loíácomo 1981	<i>Anastrepha</i> spp.	Aguiar-Menezes <i>et al</i> (2003)	Pupa	Endoparasitoide	Idiobionte
Diapriidae	Diapriinae	<i>Trichopria anastrephae</i> Lima 1940	<i>Anastrepha</i> sp., <i>A. fraterculus</i>	Garcia & Corseuil (2004)	Pupa	Endoparasitoide	Idiobionte



al 2015, Araújo *et al* 2016), Pernambuco (Carvalho *et al* 2018), e em Presidente Prudente no interior de São Paulo (Montes *et al* 2011). Nesta mesma época também foram importadas as espécies *Diachasmimorpha tryoni* (Cameron) e *Psytalia fletcheri* (Silvestri) (Hymenoptera: Braconidae), que nunca se estabeleceram no Brasil (Fonseca & Autuori 1940).

Em 1994, a Embrapa Mandioca e Fruticultura, em Cruz das Almas, Bahia, importou a segunda espécie exótica introduzida no Brasil, *D. longicaudata* (Carvalho & Lara 1995) e, desde então, tem sido criado com sucesso sobre os hospedeiros alternativos *C. capitata* e *A. fraterculus*. Estudos mais recentes têm mostrado que sua multiplicação sobre larvas de *A. fraterculus* resulta em parasitoides com ovipositores de 2 a 3 mm maiores e aumenta a progênie de fêmeas (Costa *et al* 2008), o que é extremamente desejável, pois o “ingrediente ativo” do CB com parasitoides é a fêmea e, quanto maior a sua produção numa biofábrica, melhor o custo/benefício para a aplicação do programa de CB (Paranhos *et al* 2008).

Esta espécie foi liberada no estado de São Paulo em pomarês de citros (*Citrus* spp.) e café (*Coffea arabica* L.), sendo que nesta última cultura foi registrado um parasitismo em *C. capitata* de 19,8% (Walder 1997). Nestas regiões tem sido observado seu estabelecimento onde se tornou uma das espécies predominantes, apesar de não causar perda na biodiversidade ou extinção de espécies nativas de parasitoides (Walder *et al* 2004).

Entre 1997 e 1998 foram liberados na região do Oiapoque, Amapá, cerca de 2 milhões (36,6L de pupas parasitadas) de *D. longicaudata* (Walder *et al* 1995) para tentar conter a dispersão da mosca-da-carambola, *B. carambolae* (Carvalho & Nascimento 2002), que havia sido recentemente introduzida no Brasil (Brasil 2018), entretanto, não houve registros de estabelecimento (Carvalho & Nascimento 2002). Na região do Recôncavo Baiano, onde foram feitas liberações inoculativas, *D. longicaudata* foi recuperado 17 meses após a suspensão das liberações, em julho de 1996 (Carvalho 2005). Entretanto, durante levantamento realizado em 2004 e 2005 não se coletou nenhum espécime do parasitoide exótico.

Liberações sucessivas de *D. longicaudata* em pomares comerciais de goiaba na região norte de Minas Gerais mostraram que esta espécie exótica conseguiu completar o ciclo naquela região semiárida sem afetar a população de parasitoides nativos (Alvarenga *et al* 2005). No período de 2011 a 2013 foi realizado um estudo de liberação no Rio Grande do Sul (Maireles *et al* 2016), em pomares de nêspera [*Eriobotrya japonica* (Thunb.) Lindl.], pêsego [*Prunus persica* (L.) Batsch] e araçá (*Psidium cattleianum* Afzel. ex Sabine) no segundo ano, onde se registrou um parasitismo de moscas-das-frutas de 9,2, 21,2 e 15,4%, respectivamente, sendo que *D. longicaudata* foi o principal agente de parasitismo, responsável por 99,1, 94,0 e 88,5%, respectivamente. Esta espécie tem sido usada com sucesso em vários países, como Estados Unidos, México, Espanha, entre outros. Entretanto, um grande obstáculo aos parasitoides de larvas é o tamanho dos frutos, já que em frutos com polpa mais espessa os mesmos não podem alcançar as larvas com seus ovipositores (Sivinski 1991). Neste caso, um parasitoide de ovos poderia levar vantagens sobre os outros, já que os ovos de tefritídeos sempre são colocados imediatamente sob o epicarpo (casca) (Wang *et al* 2003).

A terceira introdução de um parasitoide exótico no Brasil foi realizada pela Embrapa Amapá, em 2012, que importou *F. arisanus* proveniente do United States Department of Agriculture (USDA), Pacific Basin Agricultural Research Center (PBARC), Hilo-Hawaii (Paranhos *et al* 2019), para o controle de *B. carambolae*, presente nos estados do Amapá, Pará e Roraima (Brasil 2018). Após passarem pelo processo de quarentena no Laboratório de Quarentena “Costa Lima” da Embrapa Meio Ambiente, em Jaguariúna, SP, os parasitoides foram encaminhados à Embrapa Semiá-

rido, em Petrolina, PE, para multiplicação sobre *C. capitata* como hospedeiro alternativo. No final de 2015 foi iniciada uma criação de *F. arisanus* em *B. carambolae* na Embrapa Amapá, a partir de remessas de pupários de *C. capitata* irradiados, oriundos da Embrapa Semiárido. Atualmente o parasitoide está sendo multiplicado sobre *B. carambolae* na Embrapa Amapá para a realização de estudos de bioecologia e possível liberação em campo (Bariani *et al* 2019).

## Entomopatógenos

A aplicação de micro-organismos entomopatogênicos pode ser uma estratégia viável para o controle de moscas-das-frutas, mas ainda não foi realizada em larga escala em condições de campo. Há poucos estudos com o uso de vírus e bactérias, mas a avaliação da aplicação de fungos entomopatogênicos e de nematoides já apresentou resultados que permitem a sua inserção nos programas de manejo integrado das moscas-das-frutas. Em todos os casos, a aplicação de iscas tóxicas com atrativo alimentar associado ao entomopatógeno é a estratégia mais viável. Outras alternativas podem ser aplicadas em casos específicos, como os nematoides e os fungos entomopatogênicos, que podem atingir as pupas ainda no solo.

## Vírus

Há poucos estudos realizados com infecções virais em moscas-das-frutas, mas esses estudos mostraram a ocorrência das famílias Iflaviviridae, Reoviridae e Noraviridae como relatado em *B. oleae* Rossi na Grécia (Manousis *et al* 1986, Anagnou-Veroniki *et al* 1997), contudo de baixa agressividade. Um vírus causador de inclusões citoplasmáticas foi identificado na década de 1970 e outro, causador de poliedrose citoplasmática (CPV) (Picornavirales: Iflaviviridae), foi identificado em células do epitélio intestinal de larvas de *B. tryoni* (Froggatt) na Austrália (Moussa 1975, Bashiruddin *et al* 1988). No caso de *C. capitata*, os primeiros relatos de infecções virais em criação massal e campo ocorreram na década de 1980 (Plus *et al* 1981). Mais recentemente, Llopis-Giménez *et al* (2017) detectaram a presença de três picornavírus em linhagens industriais de *C. capitata* ao redor do mundo, dois iflavivírus (CcaIV1 e CcaIV2) e um noravírus (CcaNV). Esses vírus apresentaram baixa letalidade aos machos estéreis de diferentes linhagens, no entanto altas concentrações de CcaNV reduziram a longevidade dos insetos.

A ausência de vírus de alta letalidade levou à prospecção de espécies virulentas em outras ordens de insetos. Estudos iniciais conduzidos na Europa levaram à identificação de um picornavírus causador de paralisia em grilo (cricket paralysis vírus – CrPV) que, quando inserido em dieta de adultos de *B. oleae*, causou mortalidade de 80% com tempo letal a 50% dos insetos ( $TL_{50}$ ) de 5 dias (Manousis & Moore 1987, Manousis *et al* 1988). De forma geral, o uso de vírus no controle biológico de insetos tem ganhado impulso apenas nos últimos anos (Lacey 2017) e os estudos para a obtenção de vírus em moscas-das-frutas e sua produção industrial ainda são iniciais e não encontram uso em condições de campo.

## Bactérias

O principal grupo de bactérias entomopatogênicas em uso comercial são espécies do gênero *Bacillus* (Bacillales: Bacillaceae), normalmente encontradas no solo e capazes de produzir toxinas com ação inseticida. *Bacillus thuringiensis* (Berliner) – *Bt* – é uma bactéria gram posi-

tiva, habitante do solo e formadora de endósporos, uma estrutura de resistência produzida a partir de sinais internos (quórum sensing) e ambientais (nutrientes), e de  $\delta$ -endotoxinas que formam uma estrutura cristalina proteica (proteínas Cry), comumente tem forma bipiramidal e é denominada cristais paraspóricos. A infecção dos insetos se dá por via oral e, no intestino, os cristais são dissolvidos liberando uma protoxina, ativada pela digestão parcial produzida por endoproteases intestinais que ativam as  $\delta$ -endotoxinas. A toxina altera a permeabilidade celular do epitélio intestinal, causando uma ruptura do intestino médio e dando origem a uma septicemia que culmina com a morte do inseto, esporulação e produção dos cristais que são dispersos no ambiente .

A aplicação de misturas de esporos e cristais de diversas subespécies de *Bt* apresentam toxidez a tefritídeos (Samuels *et al* 2002). As toxinas Cry4C, CryDa1, Cry30Ea, Cry39A, Cry40 e Cry54 produzidas pelas subespécies *canadensis*, *darmstadiensis*, *israelis* e *kurstaki* apresentam concentração letal a 50% da população ( $LC_{50}$ ) de 40 – 60 mg cm<sup>-2</sup> para *C. capitata* (Ben-Dov 2014, Elleuch *et al* 2015). No entanto, Vidal-Quist (2010) mostrou que *C. capitata* apresenta baixa sensibilidade a toxinas Cry produzidas por *Bt ssp. kustarski* e *israelis*, com mortalidade <30% nas doses avaliadas em seu estudo. A partir de trabalhos que envolveram a pré-digestão parcial utilizando endoprotease intestinal de hospedeiro suscetível e solubilização em pH alcalino, o autor concluiu que a baixa toxidez produzidas por *Bt ssp. israelis* (Cry4A, Cry4B, Cry11A) estaria associada à baixa alcalinidade do intestino e à digestão inadequada das protoxinas pelas proteases intestinais de *C. capitata*. Os estudos de Martins *et al* (2018), por outro lado, mostraram que preparações contendo cristal e esporos de cepas brasileiras de *Bt* das subespécies *israelis*, *kurstaki* e *oswaldocruzi* causaram mortalidade superior a 85% em larvas e adultos. Os resultados discrepantes entre os diferentes estudos indicam haver seletividade das cepas aos hospedeiros, e que seu emprego requer avaliações específicas para a espécie que se objetiva controlar.

Outras toxinas, como a  $\beta$ -exotoxina produzida por estirpes de *Bt*, também apresentam toxicidade às moscas-das-frutas e causaram mortalidade de larvas de 3º instar de *Anastrepha ludens* (Loew), *A. obliqua* (Macquart) e *A. serpentina* (Wiedemann) (Toledo *et al* 1999, Buentello-Wong *et al* 2015). A proteína Cyt1Aa produzida ao longo do crescimento vegetativo de *Bt ssp. israelis*, apresentou elevada toxidez a *C. capitata*, com  $LC_{50}$  de 4,93 mg cm<sup>-2</sup> (Robacker *et al* 1996, Vidal-Quist *et al* 2010). De fato, no estudo de Vidal-Quist (2010) apenas Cyt1Aa, uma toxina de baixa seletividade capaz de interagir diretamente com os fosfolípidos da membrana celular do epitélio intestinal, apresentou elevada toxicidade a *C. capitata*.

Considerando a necessidade de ingestão das preparações contendo esporos e toxinas, a forma de aplicação mais adequada das formulações de *Bt* são as iscas tóxicas com atrativo alimentar, de forma similar aos inseticidas. Os estudos de Navrozidis *et al* (2000) e Sabbour (2017), por exemplo, mostraram que a aplicação em campo de isca contendo uma mistura de endósporos e toxinas de *Bt* resultou em controle eficiente dos danos causados por *B. oleae* em azeitonas. Mesmo quando sobreviveram à ingestão da isca tóxica, os adultos sofreram efeitos secundários que afetaram sua reprodução, reduzindo a fecundidade, o período de oviposição e a viabilidade dos ovos. Assim é possível concluir que há boas perspectivas da aplicação de *Bt* para o controle de moscas-das-frutas, principalmente em fases em que a aplicação de iscas tóxicas com inseticidas diretamente às plantas fica inviabilizada, devido ao risco de contaminação dos frutos por resíduos químicos. No entanto, é necessário conhecer a toxidez dos produtos disponíveis à espécie chave de moscas-das-frutas para cada região.

## Fungos

Os fungos entomopatogênicos são os agentes de controle microbiano aplicados contra o maior número de espécies de artrópodes pragas. Eles são responsáveis por cerca de 80% das doenças em insetos, com ocorrências enzoóticas e epizoóticas, com importante papel regulador de populações nos ecossistemas naturais. Ao contrário dos demais entomopatógenos, os fungos são os únicos capazes de penetrar diretamente no tegumento dos insetos utilizando um complexo enzimático que envolve proteases e quitinases (Mascarin *et al* 2018). Vários isolados de *Metarhizium anisopliae* (Metschnikoff) Sorokin (Ascomicotina: Claviceptaceae) e *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuillemin (Ascomicotina: Cordyceptaceae) tem apresentado potencial para o controle de adultos ou larvas de várias espécies de moscas-das-frutas (Quesada-Moraga *et al* 2006, Almeida *et al* 2007, Ortu *et al* 2009).

A aplicação de fungos entomopatogênicos em isca tóxica ou em dispositivos de dispersão utilizando paraferomônio ou atrativo alimentar, pode ser uma estratégia viável para o controle de adultos que adentrem às áreas de cultivo antes que ocorra a oviposição, ou em áreas de vegetação nativa. Esta abordagem do uso de fungos entomopatogênicos pode ter seu efeito potencializado já que podem ser dispersos dentro das populações alvo pelos próprios indivíduos – transferência horizontal (Scholte *et al* 2004). Os insetos atraídos às iscas contendo o inóculo do patógeno poderão disseminá-los dentro da população através de interações sociais como o leck, a cópula, montas homossexuais e recópula (Dimbi 2003, Maniania *et al* 2006, Quesada-Moraga *et al* 2008, Dimbi *et al* 2009).

Nos estudos realizados na Embrapa Semiárido, localizada em Petrolina, Pernambuco, formulações de *M. anisopliae* e *B. bassiana* virulentos a adultos de *C. capitata* aplicadas misturadas a uma solução de atrativo alimentar resultou em mortalidade de até 80% entre fêmeas e machos, indistintamente, e mostraram a ocorrência de transferência horizontal de propágulos infectivos dentro da população (Leal *et al* 2018). Resultados similares obtidos também no México confirmaram a hipótese de que a transferência horizontal pode aumentar a eficiência de controle dos fungos aplicados como iscas tóxicas (Fig. 1) (San Andrés *et al* 2014, Navarro-Llopis *et al* 2015). No entanto, devido à suscetibilidade destes fungos às condições climáticas, sua utilização deve ser preferencialmente realizada com formulações em óleo com cepas conhecidamente virulentas que apresentam maior proteção contra a dessecação e radiação UV (Gava *et al* 2012).



Figura 1. Possíveis formas de transferência horizontal entre indivíduos da população de moscas-das-frutas de propágulos infectivos de fungos entomopatogênicos obtidos em dispositivos de liberação ou em aplicação em isca tóxica ou um dispersor. O dispositivo é um dispersor de formulação de conídios de fungos entomopatogênicos contendo um atrativo sexual ou alimentar (A) envolvido por uma tela ou membrana (B), a qual é aplicada a formulação do bioinseticida (Ilustração: Carlos Gava).

Embora o controle de adultos utilizando fungos tenha grande potencial, é no controle de pupas que a aplicação de entomopatógenos encontra maior eficiência. As larvas de moscas-das-frutas deixam os frutos no final do ciclo larval e penetram no solo, onde passam todo o período pupal, que dura em torno de 8 dias nas condições tropicais. Uma vez no solo, as pupas tornam-se protegidas para a maioria dos inimigos naturais, porém vulneráveis aos fungos e nematoides entomopatogênicos, já que, em última análise, o solo é o reservatório natural destes agentes biológicos (Klein 2018). Contudo, ainda há poucos estudos para sua recomendação segura. Nos estudos conduzidos no Quênia para controle de *B. invadens* Drew, por exemplo, Ekesi *et al* (2011) alcançaram até 52% de redução na infestação de frutos com a aplicação de *M. anisopliae* no solo, combinada com a aplicação de inseticida à base de spinosad como isca tóxica.

No Brasil, alguns estudos indicaram o potencial da aplicação de *M. anisopliae* e *B. bassiana* para o controle de *C. capitata* e *A. fraterculus* (Destéfano *et al* 2005, Mochi *et al* 2006, Almeida *et al* 2007, Souza 2010). Brito *et al* (2019) avaliaram o efeito de isolados amazônicos de *Metarhizium* no controle de imaturos e adultos de *B. carambolae* em aplicações de solo. A mortalidade de imaturos em solo estéril tratado com *M. anisopliae* foi de 70%. Além disso, 100% dos adultos emergidos desse substrato morreram até 5 dias após a emergência (Fig. 2). Esse isolado causou mortalidade de imaturos em solo não estéril, porém seu efeito ficou mais evidente após a emergência dos adultos (70% de mortalidade até 10 dias após a emergência). Além destes, *Isaria fumosorosea* (anteriormente *Paecilomyces fumosoroseus*) é altamente patogênico a *A. fraterculus* (Carneiro & Salles 1994).



Figura 2. *Bactrocera carambolae* infectada por *Metarhizium anisopliae*, isolado CPAF-AP 3.8. (foto: Adilson Lopes Lima)

Nas condições de cultivo irrigado no Vale do São Francisco, a aplicação ao solo de cepas virulentas de *B. bassiana* e *M. anisopliae* resultaram em mortalidade de *C. capitata* superior a 70%. Quando os fungos são aplicados ao solo os insetos podem ser infectados durante a penetração no solo, antes da formação de pupas – com mortalidade de pupas (Fig. 3C, Fig. 4); durante a fase de pupas – com mortalidade tanto de pupas quanto de insetos recém-emergidos, identificados como insetos doentes e incapazes de alçar vôo e cadáveres ainda dentro da massa do solo; mortalidade em insetos adultos, 3 a 10 dias após a emergência, com exteriorização dos fungos, indicando a in-

fecção durante o seu deslocamento para a superfície do solo. Experimentos em colunas contendo solo não estéril resultaram em mortalidade de 63%, com efeito residual de 35-40 dias (Gava *et al* 2021). Resultados similares foram obtidos por Cossentine *et al* (2011), com a incorporação de conídios de *M. brunneum* no solo para o controle de *Rhagoletis indifferens* Curran. Os resultados mostraram diferença de eficiência entre as cepas utilizadas indicando a necessidade de avaliações específicas para as espécies de moscas-das-frutas e condições edafoclimáticas.

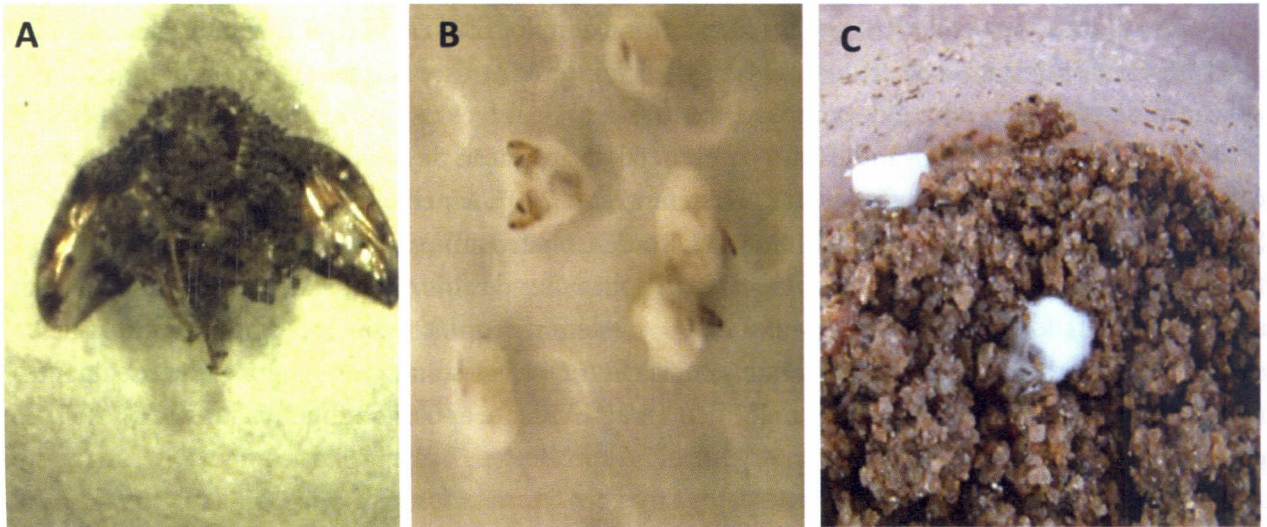


Figura 3. Ação de iscas tóxicas em *Ceratitidis capitata*. A) mosca morta após ingestão de *Metarhizium anisopliae* LCB255; B) moscas mortas após ingestão de *Beauveria bassiana* LCB289 (B); C) pupários de *C. capitata* colonizados no solo tratado com formulação aquosa de *B. bassiana* LCB289. (fotos: Carlos Gava)

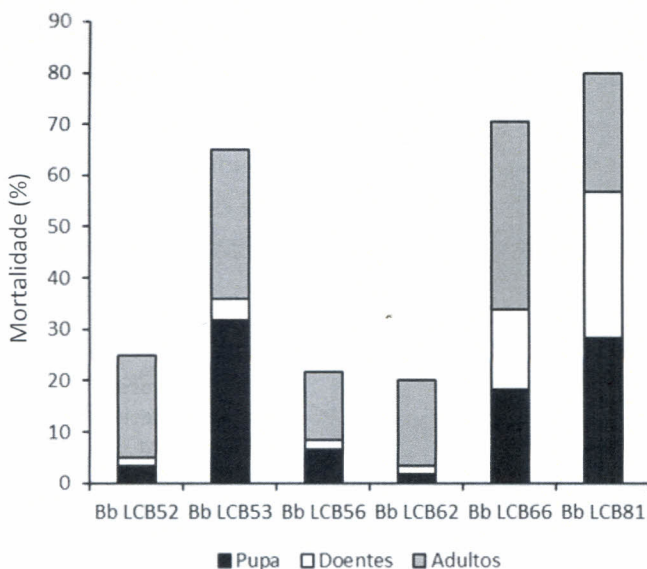


Figura 4. Mortalidade de *Ceratitidis capitata* em diferentes fases de desenvolvimento em resposta à aplicação de formulação solúvel em água de conídios de isolados de *Beauveria bassiana* ao solo, durante a irrigação por aspersão.

## Nematoides

Os nematoides entomopatogênicos (NEPs) vivem no solo e a maioria das espécies estudadas pertencem aos gêneros *Steinernema* (Rhabditida: Steinernematidae) e *Heterorhabditis* (Rhabditida: Heterorhabditidae) que, em contato com insetos, são capazes de penetrar principalmente por aberturas naturais (Shapiro-Ilan *et al* 2017). Uma vez dentro da cavidade corporal, introduzem bactérias mutualísticas dos gêneros *Xenorhabdus* ou *Photorhabdus* que passam a colonizar a hemocele,

causando a morte dos insetos. Os nematoides se multiplicam e abandonam os cadáveres após a morte dos insetos, dispersando-se no solo. Outros gêneros de NEPs também têm sido relatados, mas apenas *Steinernema* e *Heterorhabditis* têm encontrado uso comercial.

Os NEPs apresentam estratégias diferentes de busca de hospedeiros: algumas espécies se locomovem ativamente no solo em busca de presas, enquanto outras preparam emboscada à espera de presas em movimento no solo. Assim como os fungos, os nematoides são organismos com potencial para o controle de moscas-das-frutas na fase de pupa, que ocorre no solo (Dolinski 2016).

Do ponto de vista prático, os NEPs podem ser aplicados ao solo utilizando-se os mesmos equipamentos convencionalmente usados para a aplicação de nutrientes (fertirrigação) em áreas irrigadas. Em experimento realizado em campo, *Heterorhabditis bacteriophora* causou 76% de mortalidade de larvas de *A. ludens* (Toledo *et al* 2005) e a aplicação de juvenis de *S. carpocapsae* e *Heterorhabditis* sp. causou mortalidade de pupas de *C. capitata* ao redor de 70% quando aplicados ao solo (Rohde *et al* 2012). No Brasil, Barbosa-Negrissoli *et al* (2009) selecionaram linhagens nativas de nematoides entomopatogênicos para o controle de *A. fraterculus*, com resultados promissores. No entanto, algumas características do solo podem reduzir a sua eficiência. A textura e o teor de água no solo são importantes para o seu deslocamento, portanto solos argilosos com baixa porosidade ou solos com baixo teor de umidade reduzem a eficiência de controle dos NEPs (Toledo *et al* 2014). Williams *et al* (2013) mostraram que o teor de matéria orgânica do solo também afeta a eficiência de controle dos nematoides, independentemente da estratégia de forrageamento. Aparentemente, em solos orgânicos os nematoides têm maior facilidade de deslocamento, uma vez que, geralmente, têm maior porosidade e menor teor de partículas dispersas, aumentando a eficiência de ambos os principais gêneros de NEPs (Koppenhöfer & Fuzy 2006, Williams *et al* 2013).

## Predadores

O uso de predadores em programas de supressão populacional de moscas-das-frutas, pela falta de especificidade, torna-se ineficiente (Carvalho *et al* 2000), embora em condições naturais a predação represente o maior fator de mortalidade. Sugayama (2000) observou predação de mais de 90% de pupas de *A. fraterculus* durante o período de frutificação de *Eugenia involucrata* DC. e *Acca sellowiana* (O. Berg) Burret (Myrtaceae). Da mesma forma, Bressan-Nascimento (2001), registrou durante a frutificação de *Spondias dulcis* Parkinson em condições de campo, ação predatória acentuada em pupários de *A. obliqua*, quando o estado de diapausa desta espécie foi prolongado.

Entre os principais insetos predadoras de moscas-das-frutas podem ser citados formigas, estaflinídeos e carabídeos (Eskafi & Kolbe 1990, Sugayama 2000, Fernandes *et al* 2012), sendo as formigas as mais importantes predadoras, conforme demonstrado por Aluja *et al* (2005), Orsini *et al* (2007) e Fernandes *et al* (2012). Além de insetos, outros predadores, como aranhas, pássaros e roedores, também podem contribuir para a predação de larvas, pupas e adultos de moscas-das-frutas nos agroecossistemas (Sugayama 2000, Orsini *et al* 2007).

## Controle biológico conservativo

### Manejo das plantas hospedeiras de moscas-das-frutas

Ações que privilegiem a manutenção de ambientes naturais, reconhecidamente mais resilientes, são uma necessidade premente, especialmente se considerarmos a crescente substituição de ambientes naturais por sistemas agrícolas convencionais, notadamente menos biodiversos (Adaime *et al* 2018a). Assim, é recomendável a realização de estudos sobre moscas-das-frutas em áreas de vegetação nativa praticamente inalterada, considerando que o rápido desmatamento dos trópicos pode estar causando o desaparecimento ou até mesmo a extinção de muitas espécies e, consequentemente, ameaçando as espécies de parasitoides nativos associados (Aluja 1999).

López *et al* (1999), em estudo realizado no México, demonstraram a importância da proteção da vegetação nativa pelo papel que desempenha como reservatório de parasitoides de moscas-das-frutas. Diante disso, a conservação ou o cultivo de plantas hospedeiras silvestres podem, por exemplo, promover o controle natural de espécies de moscas-das-frutas consideradas pragas (Newton *et al* 2009).

Aluja (1999) ressaltou a importância das plantas silvestres e sugeriu que em regiões onde os produtores têm poucos recursos, as seguintes ações podem ser promovidas como alternativas ao uso de inseticidas: 1) a preservação de habitats onde parasitoides se desenvolvem; 2) incremento artificial de certos reservatórios de parasitoides e de espécies de árvores promotoras e multiplicadoras da biodiversidade.

Mais recentemente, Aluja *et al* (2014) propuseram três categorias de plantas frutíferas de interesse para o controle biológico conservativo de moscas-das-frutas: 1) plantas multiplicadoras de parasitoides: espécies que servem como hospedeiros alternativos para moscas-das-frutas pragas quando seus hospedeiros comerciais não estão disponíveis, que são excepcionalmente vulneráveis ao parasitismo; 2) plantas reservatório de parasitoides: árvores nativas ou introduzidas em cujos frutos as moscas-das-frutas não-pragas servem como hospedeiras de parasitoides generalistas que são capazes de atacar tefritídeos pragas em outras espécies de frutas cultivadas comercialmente; e 3) plantas reservatório de parasitoides baseadas em espécies não chave de moscas-das-frutas: espécies nativas ou introduzidas que não são economicamente importantes localmente, mas que abrigam moscas-das-frutas que seriam pragas em outras circunstâncias e que servem como hospedeiros para parasitoides de importantes pragas na vizinhança.

Na Amazônia brasileira, algumas espécies vegetais já estão sendo pesquisadas e, embora pouco conhecidas, podem cumprir um papel importante na manutenção da comunidade de parasitoides (Deus & Adaime 2013). Adaime *et al* (2018a) discutiram o potencial de três plantas nativas da Amazônia em atuar na manutenção ou incremento da população de parasitoides de moscas-das-frutas do gênero *Anastrepha* Schiner. As principais informações apresentadas pelos autores são sumarizadas a seguir.

a) *Spondias mombin* L. (Anacardiaceae): Conhecida como taperebazeiro, é uma espécie de exploração extrativista ou cultivada em pomares domésticos, que apresenta grande importância social e econômica para as regiões Norte e Nordeste do Brasil. Seus frutos são consumidos *in natura* ou em formas processadas, como polpas, sucos, geleias, néctares e sorvetes, de excelente qualidade e alto valor comercial. Trata-se de uma espécie em domesticação, sendo os conhecimentos e tecnologias disponíveis sobre ela ainda insuficientes para o cultivo em escala comercial (Sacramento & Souza 2009). Na Amazônia brasileira, sete espécies de *Anastrepha* já foram regis-



tradas em taperebá, predominando *Anastrepha obliqua* (Macquart), considerada praga dessa espécie vegetal (Silva *et al* 2011a, Deus *et al* 2016). Associados a essas espécies de moscas-das-frutas, quatro espécies de Braconidae já foram registradas em *S. mombin* no Amapá (*D. areolatus*, *O. bellus*, *A. anastrephae* e *U. anastrephae*), além de uma espécie de Figitidae (*A. pelleranoi*). Esse hospedeiro também parece exercer importante função como reservatório natural das populações de parasitoides de moscas-da-frutas, motivo pelo qual merece ser estudado em maior detalhe (Sousa *et al* 2016b, Adaime *et al* 2018a). Os índices de parasitismo são variáveis, podendo chegar a mais de 40% ou até mesmo 50% dos pupários (Cunha *et al* 2011, Deus *et al* 2013, Sousa *et al* 2014, Almeida *et al* 2016, Adaime *et al* 2018a). Sousa *et al* (2021a) fizeram uma análise de quase duas décadas das amostras de frutos de *S. mombin* coletadas na Amazônia Oriental e demonstraram claramente o potencial da planta como fonte e reservatório de parasitoides de moscas-das-frutas. Os autores concluíram que a conservação dos habitats que contêm esta espécie vegetal é, portanto, crucial para a manutenção do serviço ecossistêmico de controle biológico fornecidos por esses parasitoides.

b) *Geissospermum argenteum* Woodson (Apocynaceae): É uma espécie de dossel de grande porte, frequentemente encontrada em florestas de platô e vertente (Ribeiro *et al* 1999). A quineira, como é conhecida, é uma planta sem importância econômica, embora seja frequentemente utilizada para fins medicinais por populações tradicionais (DeFilipps *et al* 2004). Seus frutos são hospedeiros de *A. atrigona* Hendel (Diptera: Tephritidae) e, no Amapá, os índices de infestação chegam a mais de 1.200 pupários/kg de fruto (Sousa *et al* 2013). Em média, 70% dos frutos são infestados, podendo chegar a mais de 90%. A infestação média é de aproximadamente 8 pupários/fruto, podendo chegar a mais de 12 (Sousa *et al* 2014). Seis espécies de Braconidae (*A. anastrephae*, *D. areolatus*, *D. crawfordi*, *D. whartoni*, *D. adaimi* e *O. bellus*) já foram associados a *A. atrigona* em *G. argenteum* no Amapá (Adaime *et al* 2018a). Os índices de parasitismo de *A. atrigona* em *G. argenteum* são variáveis, chegando ao máximo de 8,6% (Silva *et al* 2011b). Ainda que esse índice não seja elevado, isso é compensado pela grande infestação e pela boa representatividade da espécie vegetal na floresta de terra firme da Amazônia (Adaime *et al* 2018a). Por exemplo, no sul do Amapá já foram obtidos até 90 parasitoides por quilo de frutos infestados (Silva *et al* 2011b). Recentemente, Sousa *et al* (2021b) avaliaram o potencial desta espécie vegetal como reservatório de parasitoides de moscas-das-frutas em um fragmento de floresta de terra firme no Amapá e concluíram que a floresta abriga cerca de 2.500 parasitoides por ha.

c) *Bellucia grossularioides* (L.) Triana (Melastomataceae): Planta que cresce em áreas de vegetação alterada e não alterada, sendo adaptada a vários tipos de solo. É uma das mais importantes espécies pioneiras em termos de número de indivíduos por área na Amazônia Central. Floresce e frutifica por longos períodos ou continuamente ao longo do ano (Bentos *et al* 2008). Na Amazônia brasileira, seus frutos conhecidos como goiaba-de-anta, são comumente infestados por *A. coronilli* Carrejo & González, uma espécie do grupo *fraterculus*, sem importância econômica, associada especialmente a espécies de Melastomataceae (Norrbom *et al* 2012, Adaime *et al* 2018b). Na região, foram registradas cinco espécies de parasitoides Braconidae (*Asobara anastrephae*, *D. areolatus*, *D. crawfordi*, *O. bellus* e *U. anastrephae*), além de duas espécies de Figitidae (*A. nordlanderi* e *A. pelleranoi*) associadas a *A. coronilli* em *B. grossularioides* (Adaime *et al* 2018a). Em amostras coletadas no Amapá, o índice de parasitismo chegou a 28% dos pupários (Deus *et al* 2013), que resultou em 62 parasitoides (*D. areolatus* e *A. pelleranoi*) por quilo de fruto.

## Uso de produtos fitossanitários seletivos

Atualmente o uso de agrotóxicos continua sendo a principal estratégia de manejo de moscas-das-frutas. As aplicações podem ser por cobertura total (todo pomar) ou por uso de iscas tóxicas (parte do pomar), sendo esta última forma a que proporciona menos riscos de resíduos e que causa menor impacto ao ambiente e à comunidade de insetos benéficos como abelhas, parasitoides e predadores (Nava & Botton 2010). Entretanto, para ambos os sistemas de aplicação de inseticidas devem ser utilizados produtos com seletividade aos insetos benéficos.

Em estudo para avaliar a seletividade de contato de inseticidas e o efeito sobre o parasitismo de *D. longicaudata* em *A. fraterculus*, Scheunemann *et al* (2016) determinaram que os inseticidas Dipel WP [*Bacillus thuringiensis*, var. kurstaki (0,1)], Match EC [lufenurom (0,1)], Dimilin [diflubenzurom (0,025)] e Altacor [clorantraniliprole (0,014)] foram classificados como inócuos (Classe 1). O inseticida Mospilan [acetamiprido (0,04)] foi classificado como moderadamente nocivo (Classe 3) e o Imidan 500 WP [fosmete (0,2)], Perfekthion [dimetoato (0,08)], Sumithion 500 EC [fenitrotiona (0,2)], Supracid 400 EC [metidationa (0,1)], Suprathion 400 EC [metidationa (0,1)], Tracer [espinosade (0,015)], Decis 25 EC [deltametrina (0,04)] e Malathion 1000 EC [malationa (0,2)] foram classificados como nocivos (Classe 4), segundo a classificação estabelecida pela “International Organization for Biological and Integrated Control of Noxious Animals and Plants” (IOBC).

Em outro estudo, Bernardi *et al* (2019) avaliaram o efeito de iscas tóxicas empregadas por meio de ingestão para o controle de *C. capitata* sobre *D. longicaudata*. Os atrativos alimentares Anamed™, Biofruit, CeraTrap™, Flyral™, Isca Samaritá™, Isca Samaritá Tradicional™ e melão de cana-de-açúcar em mistura com o inseticida organofosforado [malathion 1.0 grama de ingrediente ativo (g.i.a.).L-1] e a formulação comercial Gelsura™ na proporção de 1:2 e 2:1 (v/v) (água e produto comercial, respectivamente), apresentaram elevada toxicidade sobre adultos de *D. longicaudata* (mortalidade > 90%), 96 Horas Após Exposição (HAE), sendo classificadas como nocivas (Classe 4). Da mesma forma, a Isca Samaritá Tradicional™ e melão de cana-de-açúcar em formulações com inseticidas espinosade e espinetoram (0.096 g a.i. L-1) foram moderadamente nocivos (Classe 3). Em contraste, os atrativos como Anamed™, Biofruit, CeraTrap™, Flyral™ e Isca Samaritá Tradicional™ em combinação com o espinosade e espinetoram e a formulação Success\* 0.02CB™ (spinosad 0.24 g a.i. L-1) foram classificadas como inócuas (mortalidade < 10%), até 96 HAE (Classe 1). Essas formulações não apresentaram reduções na taxa de parasitismo e emergência de *D. longicaudata* na geração F1 em larvas de *C. capitata*, demonstrando que as formulações de iscas tóxicas à base de espinosinas são adequadas para o uso combinado com o CB empregando *D. longicaudata* para o manejo de *C. capitata*.

## Espécies de parasitoides usadas em programas de controle biológico

O CB aplicado de moscas-das-frutas, realizado por meio de liberações inundativas de parasitoides, que são produzidos massalmente em biofábricas, tem sido amplamente utilizado em vários países (Carvalho & Nascimento 2002). Nesse método, são usados, principalmente, os himenópteros das subfamílias Opiinae (Braconidae) e Eucoilinae (Figitidae), que têm sido os agentes de maior relevância no controle de larvas de dípteros frugívoros (Nunes *et al* 2011, Guimarães *et al* 2003).

## Produção em laboratório

O desafio do CB aplicado é produzir, em laboratório, inimigos naturais que consigam buscar suas presas ou hospedeiros na natureza a um custo competitivo. Agentes de CB de qualidade são aqueles capazes de controlar o inseto-praga alvo após sua liberação em campo (Van Lenteren 2003).

O desempenho do parasitoide está relacionado à qualidade do hospedeiro (Schmidt 1994), à adaptabilidade e à capacidade intrínseca da linhagem sob as condições de cada agroambiente (Prattisoli *et al* 2002). O hospedeiro pode ser nutricionalmente inadequado ou insuficiente para que o parasitoide complete seu desenvolvimento, e neste caso, as condições nutricionais e ambientais nas quais se desenvolveu o hospedeiro, podem afetar a razão sexual, o tempo de desenvolvimento, a fecundidade e a longevidade do parasitoide (Vinson & Iwantsch 1980). Desta forma, o desempenho do parasitoide está relacionado não só às técnicas de liberação e condições do ambiente onde é liberado, mas principalmente à qualidade do hospedeiro (Bai *et al* 1992, Schmidt 1994). Portanto, a escolha do hospedeiro sobre o qual o parasitoide será criado é de suma importância para o sucesso do programa de controle biológico.

• *Diachasmimorpha longicaudata* é capaz de se multiplicar sobre diferentes hospedeiros, o que representa uma vantagem muito importante quando o controle precisa ser feito em áreas onde várias espécies da praga coexistem (Carvalho & Nascimento 2002, Ovruski *et al* 2003), além de facilitar o estabelecimento do inimigo natural no ambiente.

• Na criação de *D. longicaudata* para o controle de moscas-das-frutas, tanto *C. capitata* (Ovruski *et al* 2003) quanto *A. fraterculus* (Ovruski *et al* 2007) se mostraram hospedeiros adequados. Para aumentar a eficiência deste parasitoide larva-pupa, pode-se criá-lo sobre larvas de *A. fraterculus*, que, por ser um hospedeiro maior que *C. capitata*, resulta em parasitoides mais robustos e fêmeas com ovipositores de 2 a 3 mm maiores (Costa *et al* 2008). No entanto, apesar do tamanho do hospedeiro ser um fator determinante para a qualidade do parasitoide, atualmente a utilização de *A. fraterculus* é inviabilizada pelos maiores gastos econômicos com mão de obra e dieta artificial.

• Foi verificado que quando larvas maiores de *C. capitata* foram utilizadas na criação de *D. longicaudata*, houve um aumento na porcentagem de parasitismo, no número de fêmeas na progênie e na longevidade das fêmeas da progênie, o que pode proporcionar vantagens econômicas quando utilizadas para liberação aumentativa no campo (Oliveira *et al* 2014).

• Esta preferência por hospedeiros maiores pode ser uma adaptação das fêmeas do parasitoide para produzir descendentes mais eficientes na busca por hospedeiros, uma vez que o tamanho do hospedeiro poderia influenciar no tamanho do parasitoide (Lawrence *et al* 1976, Godfray 1994). Segundo Jervis (2005), o maior tamanho do parasitoide pode também afetar positivamente a fertilidade e a fecundidade. No entanto, de acordo com Cicero *et al* (2011), diferenças no tamanho do hospedeiro ou na qualidade não necessariamente influenciam parâmetros reprodutivos, o que foi corroborado por Meirelles *et al* (2013), que observaram que as fêmeas criadas a partir de larvas de *A. fraterculus* foram mais pesadas, mas não tiveram maior fertilidade e tampouco maior fecundidade. Alguns parasitoides podem alocar recursos para buscar o hospedeiro, tendo meios de reprodução de algum modo fixo. Na verdade, parasitoides são capazes de compensar as diferenças na qualidade do hospedeiro modificando sua estratégia de alocação de recursos (Cicero *et al* 2012).

• A viabilidade da criação de *D. longicaudata* sobre diferentes hospedeiros e o seu efeito sobre os custos de produção e a eficiência na supressão da praga, são informações que possibilitam determinar qual espécie se deve utilizar para programas de CB. É relevante a constatação de que *D. longicaudata* parasita eficientemente ambos os hospedeiros, *A. fraterculus* e *C. capitata*, independente

da espécie sobre a qual foi criada e mesmo na presença das duas espécies de moscas-das-frutas (Sá *et al* 2018). Este comportamento indica que este braconídeo, além de eficiente no controle, é capaz de suprimi-las onde ambas as espécies coexistem.

## **Eficiência de *Diachasmimorpha longicaudata* em campo**

A liberação de um parasitoide é o ato de soltar este inimigo natural no campo para que reduza o índice populacional de um determinado inseto-praga (Pinto & Parra 2002). Em locais que apresentem baixos índices naturais de parasitismo de moscas-das-frutas, o CB com liberações inundativas de inimigos naturais é de grande valia dentro do manejo integrado (Canal & Zucchi 2000).

Um dos entraves para o desenvolvimento de programas de CB com o uso de parasitoides é a falta de informações sobre a melhor tecnologia de liberação nas diversas regiões do Brasil. Portanto, para que se possa recomendar uma espécie para o CB, numa determinada cultura e região, é necessário antes conhecer sua atuação em campo (Zachrisson & Parra 1998, Pinto & Parra 2002).

A eficiência do parasitoide *D. longicaudata* após sua liberação em campo depende do tamanho do fruto, já que em frutos menores o parasitismo é maior (Sivinski 1991). Coelho *et al* (2016) encontraram uma taxa mais elevada de parasitismo em acerolas que em goiabas e mangas. Isto ocorre porque o ovipositor do parasitoide não alcança todas as larvas no interior dos frutos.

As primeiras liberações de *D. longicaudata* no Brasil foram realizadas na Bahia, onde cerca de 50 mil espécimes foram liberados em campo, sendo recuperados 104 indivíduos em goiaba (*Psidium guajava* L.), carambola (*Averrhoa carambola* L.), pitanga (*Eugenia brasiliensis* Lam.) e manga (*Mangifera indica* L.). O parasitoide exótico foi capaz de parasitar larvas das moscas-das-frutas em todas as fruteiras estudadas, demonstrando ser capaz de localizar as larvas de espécies neotropicais e de atuar no CB desta praga, complementando a ação dos parasitoides nativos (Carvalho *et al* 2000). Em liberações de *D. longicaudata* realizadas em pomares de goiaba na região semiárida do norte de Minas Gerais (aproximadamente 69 mil espécimes), Alvarenga *et al* (2005) recuperaram um baixo número de adultos (37 no total). Entretanto, os autores concluíram que, apesar da baixa taxa de recuperação, *D. longicaudata* possui chances de se estabelecer, já que conseguiu completar o ciclo nessas condições. Em cafezais, também no norte de Minas Gerais, essa espécie foi capaz de exercer o parasitismo e de completar seu ciclo em larvas de *C. capitata*, infestando frutos de café após a liberação, mesmo com o baixo número de espécimes recuperados (Camargos 2010).

Os resultados das liberações inundativas de *D. longicaudata* em outros países têm sido expressivos. Em pomares de manga no município de Frontera Hidalgo, Chiapas, México, a liberação de *D. longicaudata* (1.000 parasitoides/ha) suprimiu 2,7 vezes a população de *Anastrepha* spp., numa área de 1.600 hectares, obtendo-se índices de parasitismo de 68,7% (Montoya *et al* 2000). Testes de redução populacional de *Anastrepha suspensa* (Loew) realizados pelo Departamento de Agricultura dos Estados Unidos (USDA) demonstraram que houve uma redução de 90 a 95% na população da praga após a liberação semanal de 20 a 60 mil parasitoides/km<sup>2</sup> (200 a 600 parasitoides/ha) (Sivinski 1996).

Alguns fatores, como o número de pontos de liberação, a técnica, a frequência e o intervalo entre liberações, a arquitetura, a idade da planta e as condições climáticas, interferem na eficiência em liberações inundativas e, conseqüentemente, na eficiência dos parasitoides no campo. Além destes fatores, a presença de outros inimigos naturais, a preferência hospedeira, o número de insetos liberados, entre outros, também podem alterar a eficiência do parasitoide (Pinto & Parra 2002).

Segundo Jirón & Mexzon (1989), na Costa Rica *D. longicaudata* foi encontrado parasitando em maior proporção espécies do gênero *Anastrepha*. Ovruski *et al* (2011) realizaram em laboratório testes de livre escolha com *D. longicaudata*, utilizando-se larvas de *C. capitata* e *A. fraterculus*, e concluíram que as fêmeas desse parasitoide não têm uma preferência significativa para as larvas dessas espécies. No entanto, no ensaio sem livre escolha, as fêmeas mostraram uma significativa preferência por parasitar larvas de *A. fraterculus*, quando este foi o mesmo hospedeiro no qual foi criado. Diante disso, para se desenvolver metodologias para liberações inundativas é necessário realizar pesquisas adicionais sobre preferência hospedeira em campo, para melhor definir a especificidade de fêmeas deste parasitoide para sinais químicos de larvas de ambas as espécies de moscas.

## Dispersão

A dispersão pode ser usada para designar a difusão e migração dos indivíduos de uma população, ou pode ser relacionada com a distribuição espacial dos indivíduos de uma população em um dado momento (Dobzhansky 1973, Kareiva 1983, Turchin 1998). O conhecimento da capacidade de dispersão de parasitoides é uma ferramenta importante na determinação do número de pontos de liberação e, conseqüentemente, na elaboração de metodologias que viabilizem a eficiência deste grupo de insetos no campo, principalmente em liberações inundativas. A determinação do número de pontos de liberação por unidade de área possui papel fundamental na adoção do programa de liberação de um agente de controle biológico, uma vez que os custos de liberação estão diretamente relacionados a este número (Zachrisson & Parra 1998).

O processo de busca realizado pelo parasitoide no campo é dividido em quatro fases: a localização do habitat do hospedeiro, a localização do hospedeiro propriamente dito, a aceitação do hospedeiro e o parasitismo (Vinson 1985). As características intrínsecas de cada cultura, em função da condição microclimática criada por ela mesma, podem afetar essa capacidade de busca, pela variação da temperatura em cada condição (Biever 1972). Diferentes distâncias entre pontos de liberação podem resultar em variação na taxa de parasitismo numa cultura, como consequência das características biológicas do parasitoide, por exemplo, a sua capacidade de voo e/ou as características inerentes à própria cultura, que pode funcionar como uma barreira física, dificultando a dispersão dos parasitoides. Portanto, estas variações dependem tanto do tipo e do desenvolvimento da cultura estudada quanto das características biológicas do parasitoide escolhido (Bueno *et al* 2012).

Paranhos *et al* (2007) avaliaram os padrões de dispersão de *D. longicaudata* em citrus no interior de São Paulo e verificaram que os parasitoides chegaram a uma distância de 40 m, dispersando-se mais durante o verão do que no inverno. Em liberação da mesma espécie realizada em pomar de goiaba na região norte do estado do Rio de Janeiro, Leal *et al* (2008) observaram a visitação de fêmeas do parasitoide em unidades de parasitismo dispostas a 20 m de distância, após 24 h da liberação. Camargos *et al* (2016) avaliaram a dispersão de *D. longicaudata* criado no hospedeiro *C. capitata* em cafezal irrigado nos meses de dezembro a abril, na região norte de Minas Gerais. O clima do local é considerado semiárido com temperatura média de 25°C. A distância média, 24 h após a liberação, foi de 35,2 m e a área média de dispersão de 1.899,3 m<sup>2</sup>.

Camargos *et al* (2018) avaliaram se a criação de *D. longicaudata* sobre larvas hospedeiras de diferentes espécies influencia na sua capacidade de dispersão e no parasitismo de larvas de *C. capitata* e de *A. fraterculus*, quando liberado em um pomar de goiabeiras irrigadas na região semiárida. Os autores concluíram que os parasitoides criados em *A. fraterculus* foram mais eficientes, já que

resultou em altos índices de parasitismo a maiores distâncias e os parasitoides foram capazes de permanecer por mais tempo no pomar de goiaba. Além disso, o parasitoide da linhagem *Anastrepha* atingiu uma área de dispersão média de 27.300 m<sup>2</sup>, o que levou os autores a recomendarem para uma área de goiaba a liberação de 3.000 parasitoides a cada 2,7 ha ( $\approx$ 1.000 parasitoides/ha).

Os parasitoides braconídeos podem orientar-se para o habitat de seus hospedeiros, guiados por substâncias químicas voláteis liberadas diretamente pelas plantas ou pelas estruturas atacadas, como resultado direto ou indireto da atividade de alimentação do hospedeiro (Turlings *et al* 1993, Segura *et al* 2012) e/ou por substâncias voláteis que atraem o parasitoide ao habitat do hospedeiro (Vinson 1976, Segura *et al* 2012).

Um composto específico liberado por larvas de várias espécies de Tephritidae é capaz de aumentar a capacidade de busca de *D. longicaudata* por hospedeiros a curtas distâncias (Stuhl *et al* 2011). Além disso, fêmeas dessa espécie podem usar sinais químicos produzidos tanto pelo habitat quanto pelas larvas hospedeiras durante a busca pelo hospedeiro (Segura *et al* 2012). No entanto, o que se tem de informações sobre estes voláteis e sua função são ainda resultados de laboratório. Apesar de *D. longicaudata* ser amplamente estudado, inclusive com relação aos voláteis que o atraem para o hospedeiro, conhecimentos adicionais devem ser obtidos em condições de campo, como por exemplo, se a eficiência de *D. longicaudata* pode ser aumentada utilizando-se tais voláteis como forma de aumentar sua capacidade de busca e, desta forma, se dispersar mais eficientemente.

Além dos voláteis, os parasitoides podem também ser influenciados pela arquitetura das plantas do pomar onde eles são liberados. Oliveira (2019) avaliou o padrão de dispersão de fêmeas de *D. longicaudata* liberadas em pomares de manga e acerola no semiárido em Pernambuco. Foi constatado que no pomar de manga as fêmeas se dispersaram para todos os lados, sem seguir uma direção específica, enquanto as que foram liberadas em pomar de acerola tiveram uma dispersão mais direcionada. O maior espaçamento entre plantas no pomar de manga permitiu que os parasitoides seguissem o sentido das linhas de plantio e entre as plantas, se dispersando de forma mais homogênea, porém em menores distâncias, já que o maior espaçamento pode ter influenciado o microclima no interior da área, afetando a dispersão. Já no pomar de acerola o menor espaçamento entre as plantas serviu de barreira física ao inseto, levando a uma dispersão mais direcionada, mas ao mesmo tempo não impediu que os parasitoides voassem para distâncias maiores, provavelmente devido ao microclima mais favorável no pomar.

## **Competição interespecífica**

Quando são usadas mais de uma espécie de parasitoide para se controlar uma determinada praga, devem ser observados os efeitos da competição entre essas espécies, pois em alguns casos, uma pode se sobrepor a outra(s), não resultando em efeito benéfico adicional. Dessa forma, deve-se preconizar que o uso de mais de uma espécie objetiva aumentar a eficácia de controle.

No superparasitismo pode ocorrer uma competição intraespecífica entre indivíduos da mesma espécie – e no múltiplo parasitismo, a heteroespecífica – entre indivíduos de espécies diferentes. O superparasitismo pode ter efeitos benéficos para algumas espécies, como *D. longicaudata*, pois aumenta o número de fêmeas na progênie, já que provavelmente estas são mais resistentes na competição com o sexo oposto (Montoya *et al* 2012). No múltiplo parasitismo, as diferentes espécies podem competir igualmente ou uma pode se sobrepor à outra. No segundo caso, quando a espécie menos competitiva é nativa, ela pode ter meios de se manter naquele ambiente, buscando um mi-

cro-habitat que lhe favoreça de alguma forma (Aluja *et al* 2013). Entretanto, em casos de espécies introduzidas, que já estão estabelecidas naquele habitat, a introdução de uma nova espécie mais resistente na competição interespecífica pode causar o desaparecimento da espécie mais fraca (Eitam *et al* 2004).

Existem vários tipos de competição interespecífica entre parasitoides de moscas-das-frutas. Pode ser externa, que envolve os fatores extra fruto, como o tamanho do ovipositor da fêmea e, neste caso, fêmeas com ovipositores maiores apresentam vantagens competitivas já que conseguem alcançar larvas hospedeiras em frutos de polpas espessas (Sivinski *et al* 2001). Além disso, existem maneiras de evitar a competição antes das fêmeas ovipositarem e uma delas é o não desperdício de ovos em hospedeiros onde haja a detecção de feromônios de oviposição ou sinais deixados por fêmeas conspecíficas ou heteroespecíficas (Paranhos *et al* 2013).

Existe também a competição interna entre larvas conspecíficas ou heteroespecíficas e, neste caso, a vencedora pode ser a maior, devido ao estágio mais avançado de desenvolvimento, ou a que tem desenvolvimento mais rápido, no caso de heteroespecífica ou a que parasita estágios mais precoces do hospedeiro, por exemplo, *F. arisanus*, que parasita ovos, em relação àqueles que atacam larvas.

Diante destes conceitos, antes da escolha de uma ou mais espécies de parasitoides exóticos, é recomendável que se realize estudos de competição entre as espécies exóticas e as principais espécies de parasitoides nativos do habitat onde será feita a liberação. No caso de múltiplas espécies exóticas, os estudos devem ser realizados entre elas, para se determinar se o uso de mais de uma seria realmente mais eficiente.

No México, estudos mostraram que o uso contínuo do parasitoide exótico *D. longicaudata* não diminuiu a abundância de espécies nativas, pois estas últimas possuem espaços livres para competição (Aluja *et al* 2013). Estudos entre esta espécie exótica e as duas principais nativas do Brasil, *D. areolatus* e *U. anastrephae*, mostraram que na competição externa, *U. anastrephae* consegue detectar hospedeiros previamente parasitados pelos heteroespecíficos e, na competição interna não há vantagem com o exótico *D. longicaudata*, mas vence *D. areolatus* (Paranhos *et al* 2013). Ou seja, apesar de *D. areolatus* ter um grande ovipositor que o favorece na competição externa (Sivinski *et al* 2001), as suas larvas têm mandíbulas pequenas comparadas com as das outras duas espécies, por isso perde na competição interna (Aluja *et al* 2013). Por esse motivo, *D. areolatus* deve ter desaparecido da Flórida, onde não era nativo (Eitam *et al* 2004). Por outro lado, no México, onde esta espécie é nativa, mesmo diante da inferioridade de competição das larvas com a espécie exótica liberada há décadas, ela consegue se manter no habitat, provavelmente porque existem espécies de *Anastrepha* que são seus hospedeiros naturais e não são atacadas pelo exótico *D. longicaudata*, que poderiam ser o seu espaço livre de competição (Aluja *et al* 2013).

Em relação a *F. arisanus*, em estudos realizados para verificar a competição com o nativo *D. areolatus* sobre a mosca-das-frutas nativa *A. fraterculus*, foi observado que o exótico parasita minimamente a mosca nativa e, portanto, sua liberação no Brasil não seria um risco para *D. areolatus*, que é a principal espécie nativa de parasitoide no país (Paranhos *et al* 2020). Este parasitoide consegue distinguir os ovos de *C. capitata* e *A. fraterculus*, mesmo quando ambos são oferecidos para oviposição, e prefere *C. capitata* (exótica) em relação a *A. fraterculus* (nativa), indicando que ele não deslocaria espécies nativas que atacam as moscas-das-frutas também nativas (Paranhos *et al* 2020).

Quando a competição ocorre entre os exóticos, *F. arisanus* e *D. longicaudata*, os dois são

fortes competidores, tendo *D. longicaudata* a desvantagem de parasitar o hospedeiro em fases mais avançadas (larvas de 3º instar) comparado ao parasitoide de ovos, *F. arisanus* (Paranhos *et al* 2013). Entretanto, dependendo da fruta que é infestada por *C. capitata*, eles podem ser mais ou menos eficientes no parasitismo e podem afetar negativamente ou não seu heteroespecífico. Em acerolas, por exemplo, *F. arisanus* teve sua eficiência diminuída na competição com o heteroespecífico, neste caso, indica-se o uso de apenas *D. longicaudata* para controlar esta praga (Coelho *et al* 2016).

## Considerações finais

A escolha dos agentes biológicos que poderão compor um programa de CB para as moscas-das-frutas deve levar em conta vários fatores, como: a eficiência sobre a espécie alvo e seu fruto hospedeiro, a facilidade de multiplicação em criação massal, a capacidade de busca, sobrevivência e dispersão no ambiente natural, condições climáticas, além dos efeitos de competição interespecífica, de modo que não afete os inimigos naturais já presentes no habitat. Estes podem ser entomopatógenos, parasitoides nativos, exóticos ou ambos. Se possível, devem ser usados mais de um agente, e de preferência um para cada estágio de desenvolvimento do inseto. Entretanto, suas ações devem ser complementares e sinérgicas, para que aumente a eficiência de controle.

Ressalta-se que o CB é apenas uma das ferramentas para serem usadas no manejo integrado e, entre essas, o controle cultural, que é a limpeza dos pomares e a destruição dos frutos infestados, é altamente recomendável. Em algumas condições, pode-se também recorrer ao controle químico, de modo a evitar que o fruticultor tenha grandes prejuízos e, neste caso, os inseticidas escolhidos devem levar em conta sua eficiência, seletividade aos inimigos naturais, persistência no meio ambiente e resíduos nos frutos (LMR). A utilização de iscas tóxicas deve ser a alternativa à aplicação de cobertura e, para essa finalidade, inseticidas que agem por ingestão são mais seletivos às espécies não alvo (parasitoides e predadores).

O CB conservativo é muito importante em todos os casos, para que seja aumentado o leque de agentes biológico no controle da(s) praga(s), principalmente em espécies de moscas-das-frutas nativas, como as do gênero *Anastrepha*, que ocorrem nas matas nativas, adjacentes às plantações comerciais.

É possível a associação de parasitoides com entomopatógenos, por exemplo, usando-se parasitoides de ovos, de larvas e entomopatógenos para as fases de pupa e adultos. A técnica do inseto estéril (TIE), tem sido usada com muito sucesso em associação com o CB em vários países.

De uma maneira geral, no planejamento de um programa de CB, recomendam-se os seguintes passos:

1. Levantamento de frutíferas hospedeiras comerciais e nas matas adjacentes;
2. Identificação das principais espécies de moscas que estão causando danos;
3. Levantamento dos inimigos naturais na área de tratamento;
4. Monitoramento e coleta de frutos para verificar a flutuação e a densidade populacional da espécie-alvo ao longo do ano;
5. Elencar os agentes biológicos mais promissores a serem utilizados, locais ou exóticos;
6. Verificar a eficiência no controle, associado ou não a outros agentes;
7. Verificar a viabilidade econômica e ecológica do CB conservativo ou a possibilidade técnica e financeira de se multiplicar um ou mais agentes em biofábricas;
8. Determinar o período de emprego dos agentes biológicos, a área tratada e a densidade de



liberação em campo para um controle biológico efetivo;

9. Buscar informações de trabalhos já desenvolvidos ou realizar pesquisas para determinar a aplicação/liberação, a dose/quantidade e o intervalo entre aplicações/liberação;

10. Validar a eficiência no controle, em campo aberto.

Finalmente, é importante incentivar empresas privadas a registrarem os agentes de controle biológico e produzi-los em escala industrial, para ter estas tecnologias desenvolvidas e disponibilizadas aos fruticultores.

## Referências

- Abreu BR, Soares DP, Santos TP, Durães TM, Conceição ERS, Brito CH, Matrangolo CAR, Alvarenga CD (2019) Novos registros de parasitoides de moscas-das-frutas (Diptera: Tephritidae) em Minas Gerais. In: Simpósio de Controle Biológico, 16, 2019, Londrina, PR. SICONBIOL: anais. Londrina: SEB, 2019. p. 209.
- Adaime R, Lima AL, Sousa MSM (2018a) Controle biológico conservativo de moscas-das-frutas na Amazônia brasileira. *Innovations Agronomiques* 64: 47-59.
- Adaime R, Sousa MSM, Santos JCR, Deus EG (2018b) Pioneer tree species as fruit flies parasitoids reservoir in the Brazilian Amazon. *Biota Neotrop* 18, p. e20170428.
- Aguiar-Menezes EL, Menezes EB (1996) Flutuação populacional das moscas-das-frutas e sua relação com a disponibilidade hospedeira em Itaguaí, RJ. *An Soc Entomol Brasil* 25:223-232.
- Aguiar-Menezes EL, Menezes EB (1997) Natural occurrence of parasitoids of *Anastrepha* spp. Schiner, 1868 (Diptera: Tephritidae) in different host plants, in Itaguaí (RJ), Brazil. *Biol Control* 8:1-6.
- Aguiar-Menezes EL, Menezes EB (2001) Parasitismo sazonal e flutuação populacional de Opiinae (Hymenoptera: Braconidae), parasitoides de espécies de *Anastrepha* (Diptera: Tephritidae), em Seropédica, RJ. *Neotrop Entomol* 30:613-623.
- Aguiar-Menezes EL, Menezes EB, Loiacono MS (2003) First record of *Coptera haywardi* Loiacono (Hymenoptera: Diapriidae) as a parasitoid of fruit-infesting Tephritidae (Diptera) in Brazil. *Neotrop Entomol* 32:355-358.
- Aguiar-Menezes EL, Menezes EB, Silva PS, Bittar ACR, Cassino PCR (2001) Native Hymenopterous parasitoids associated with *Anastrepha* spp. (Diptera: Tephritidae) in Seropédica city, Rio de Janeiro, Brazil. *Fla Entomol* 84:706-711.
- Almeida JEM, Batista Filho, A, Oliveira FC, Raga A (2007) Pathogenicity of the entomopathogenic fungi and nematode on medfly *Ceratitis capitata* (Wied.) (Diptera: Tephritidae). *Bioassay* 2:7.
- Almeida RR, Cruz KR, Sousa MSM, Costa-Neto SV, Jesus-Barros CR, Lima AL, Adaime R (2016) Frugivorous flies (Diptera: Tephritidae, Lonchaeidae) associated with fruit production on Ilha de Santana, Brazilian Amazon. *Fla Entomol* 99:426-436.
- Aluja M (1999) Fruit fly (Diptera: Tephritidae) research in Latin America: myths, realities and dreams. *An Soc Entomol Bras* 28:565-594.
- Aluja M, Ovruski S, Sivinski J, Córdova-García G, Schliserman P, Nunez-Campero S. (2013) Interspecific larval competition and coexistence in the tephritid parasitoids *Utetes anastrephae* and *Doryctobracon areolatus* (Hymenoptera: Braconidae: Opiinae). *Ecol Entomol* 38:485-496.
- Aluja M, Sivinski J, Rull J, Hodgson PJ (2005) Behavior and predation of fruit fly larvae (*Anastrepha* spp.) (Diptera: Tephritidae) after exiting fruit in four types of habitats in tropical Veracruz, Mexico. *Environ Entomol* 34:1507-1516.
- Aluja M, Sivinski J, Van Driesche R, Anzures-Dadda A, Guillén L (2014) Pest management through tropical tree conservation. *Biodivers Conserv* 23:831-853.
- Alvarenga CD, Brito ES Lopes EN, Silva MA, Alves DA, Matrangolo CAR, Zucchi RA (2005) Introdução e recuperação do parasitóide exótico *Diachasmimorpha longicaudata* (Ashmead) (Hymenoptera: Braconidae) em pomares comerciais de goiaba no norte de Minas Gerais. *Neotrop Entomol* 34:133-136.
- Alvarenga CD, Matrangolo CA, Lopes GN, Silva MA, Lopes EN, Alves DA, Nascimento AS, Zucchi RA (2009) Moscas-das-frutas (Diptera: Tephritidae) e seus parasitoides em plantas hospedeiras de três municípios do norte do Estado de Minas Gerais. *Arq Inst Biol* 76: 195-204.
- Anagnou-Veroniki M, Veyrunes JC, Kuhl G, Bergoin M (1997) A nonoccluded reovirus of the olive fly, *Dacus oleae*. *J Gen Virol* 78:259-263.
- Araújo AAR, Silva PRR, Silva RBQ, Sousa EPDS (2016) *Tetrastichus giffardianus* on pupae of *Anastrepha* in Brazil. *Cienc Rural* 46:1134-1135.
- Araujo EL, Fernandes EC, Silva RIR, Ferreira ADCL, Costa VA (2015) Parasitoides (Hymenoptera) de moscas-das-frutas (Diptera: Tephritidae) no semiárido do estado do Ceará, Brasil. *Rev Bras Frutic* 37:610-616.
- Araujo EL, Zucchi RA (2002) Parasitoides (Hymenoptera: Braconidae) de moscas-das-frutas (Diptera: Tephritidae) na região de Mossoró/Assu, Estado do Rio Grande do Norte. *Arq Inst Biol* 69:65-68.
- Bai B, Luck RF, Forster L, Stephens B, Janssen JAM (1992) The effect of host size on quality attributes of the egg parasitoid, *Trichogramma pretiosum*. *Entomol Exp Appl* 64: 37-48.
- Barbosa-Negrisoni CR, Garcia MS, Dolinski C, Negrisoni Junior AS, Bernardi D, Nava DE (2009) Efficacy of indigenous entomopathogenic nematodes (Rhabditida: Heterorhabditidae, Steinernematidae), from Rio Grande do Sul, Brazil, against *Anastrepha fraterculus* (Wied.) (Diptera: Tephritidae) in peach orchards. *J Invert Pathol* 102:6-13.
- Bariani A, Jesus CR, Lima AL, Paranhos BAJ, Adaime R, Pereira JC, Cardoso EKA, Almeida RP (2019) Estabelecimento de colônia do parasitóide *Fopius arisanus* Sonan (Hymenoptera: Braconidae) sobre a mosca-da-carambola em condições de laboratório. Macapá: Embrapa Amapá, 2019. 22 p. (Embrapa Amapá. Documentos, 102).
- Bashiruddin JB, Martin JL, Reinganum C (1988) Queensland fruit fly virus, a probable member of the Picornaviridae. *Arch Virol* 100:61-74.
- Ben-Dov E (2014) *Bacillus thuringiensis* subsp. *israelensis* and its dipteran-specific toxins. *Toxins (Basel)* 6:1222-1224.
- Bentos TV, Mesquita RCG, Williamson GB (2008) Reproductive phenology of Central Amazon pioneer trees. *Conserv Sci* 1:186-203.
- Bernardi D, Nondillo A, Bortoli LC, Machota Jr. R, Baroni, CA, Treptow RCB, Nava DE, Botton M (2019) Toxicity and

- side-effects of toxic bait formulation of on *Diachasmimorpha longicaudata* (Hymenoptera: Braconidae). *Sci Rep* n.12550.
- Biever KD (1972) Effect of the temperature on the rate of search by *Trichogramma* and its potential application in field releases. *Environ Entomol* 1:194-197.
- Bittencourt MAL, Silva ACM, Silva VES, Bonfin ZV, Guimarães JA, Souza Filho MF, Araujo EL (2011) Moscas-das-frutas (Diptera: Tephritidae) e seus parasitoides (Hymenoptera: Braconidae) associados às plantas hospedeiras no sul da Bahia. *Neotrop Entomol* 40: 05-406.
- Brasil, 2018. Instrução Normativa nº 38, de 1 de outubro de 2018. Diário Oficial [da] União, Brasília, DF, 2 out. 2018, Seção 1, p. 14.
- Bressan-Nascimento S (2001) Emergence and pupal mortality factors of *Anastrepha obliqua* (Macp.) (Diptera: Tephritidae) along the fruiting season of the host *Spondias dulcis* L. *Neotrop Entomol* 30:207-215.
- Brito BD, Lima AL, Cruz KR, Bariani A, Jesus-Barros CR, Pereira JF, Adaimé R (2019) Amazonian isolates of *Metarhizium* are effective for killing *Bactrocera carambolae* (Diptera: Tephritidae). *Acta Biol Colomb* 24: 118-127.
- Bueno RCOF, Parra JRP, Bueno FA (2012) *Trichogramma pretiosum* parasitism and dispersal capacity: a basis for developing biological control programs for soybean caterpillars. *B Entomol Res* 102:1-8.
- Buentello-Wong S, Galán-Wong L, Arévalo-Niño K, Almaguer-Cantú V, Rojas-Verde G (2015) Characterization of Cry proteins in native strains of *Bacillus thuringiensis* and activity against *Anastrepha ludens* L. *Southwest Entomol* 40:15-24.
- Camargos MG (2010) Moscas frugívoras (Diptera: Tephritoidea) em cafezais irrigados no Norte de Minas Gerais: diversidade e controle biológico. 135 f. Dissertação (Mestrado em Produção Vegetal no Semiárido) – Universidade Estadual de Montes Claros, Janaúba, 201.
- Camargos MG, Alvarenga CD, Giustolin TA, Paranhos BAJ, Oliveira PCC, Rabelo MM. (2016) Dispersal capacity of fruit fly parasitoid *Diachasmimorpha longicaudata* (Hymenoptera: Braconidae) in irrigated coffee plantations. *Sci Agr* 73:227-233.
- Camargos MG, Alvarenga CD, Reis Júnior R, Walder JMM, Novais JC (2018) Spatial and temporal dispersal patterns of *Diachasmimorpha longicaudata* (Hymenoptera: Braconidae) reared on *Ceratitis capitata* and *Anastrepha fraterculus* (Diptera: Tephritidae). *Biol Control* 122:84-92.
- Canal DNA, Zucchi RA (2000) Parasitoides – Braconidae. In: Malavasi A, Zucchi RA (eds) Moscas-das-frutas de importância econômica no Brasil: conhecimento básico e aplicado. Ribeirão Preto, Holos Editora, pp119-126.
- Canal DNA, Zucchi RA, Silva N (1994) Reconocimiento de las especies de parasitoides (Hym., Braconidae) de moscas de las frutas (Dip., Tephritidae) en dos municipios del Estado de Amazonas, Brasil. *Bol Mus Ent Univ Valle* 2:1-17.
- Canal DNA, Zucchi RA, Silva NM, Silveira Neto S (1995) Análise faunística dos parasitoides (Hym., Braconidae) de *Anastrepha* spp. (Dip., Tephritidae) em Manaus e Iranduba, Estado do Amazonas. *Acta Amaz* 25:235-246.
- Canal NA (1997) Levantamento, flutuação populacional e análise faunística das espécies de moscas-das-frutas (Dip., Tephritidae) em quatro municípios do norte do Estado de Minas Gerais. Mestrado (Dissertação), Universidade de São Paulo.
- Carneiro RMDG, Salles LAB (1994) Patogenicidade de *Paecilomyces fumosoroseus*, isolado CG 260 sobre larvas e pupas de *Anastrepha fraterculus* Wied. *An Soc Entomol Brasil* 23: 341-343.
- Carvalho ML, Lara P (1995) Criação e liberação do parasitóide *Diachasmimorpha longicaudata* (Ashmead) (Hymenoptera: Braconidae) para controle de moscas-das-frutas no estado de São Paulo. *Laranja* 16:149-153
- Carvalho RS (2005) Avaliação das liberações inoculativas do parasitóide exótico *Diachasmimorpha longicaudata* (Ashmead) (Hymenoptera: Braconidae) em pomar diversificado em Conceição do Almeida, BA. *Neotrop Entomol* 34:799-805.
- Carvalho RS, Nascimento AS (2002) Criação e utilização de *Diachasmimorpha longicaudata* para controle biológico de moscas-das-frutas (Tephritidae). In: Parra JRP, Botelho OSM, Corrêa-Ferreira BS, Bento JMS (eds). Controle biológico no Brasil: parasitoides e predadores. São Paulo: Manole, 1ª ed., p.165-179.
- Carvalho RS, Nascimento AS, Matrangolo WJR (2000) Controle Biológico. In: Malavasi A, RA Zucchi (eds). Moscas-das-frutas de importância econômica no Brasil: conhecimento básico e aplicado. Ribeirão Preto: Holos, p.113-117.
- Cicero L, Sivinski J, Aluja M (2012) Effect of host diet and adult parasitoid diet on egg load dynamics and egg size of braconid parasitoids attacking *Anastrepha ludens*. *Physiol Entomol* 37:177-184.
- Cicero L, Sivinski J, Rull J, Aluja M (2011) Effect of larval host food substrate on egg load dynamics, egg size and adult female size in four species of braconid fruit fly (Diptera: Tephritidae) parasitoids. *J Insect Physiol* 57:1471-1479.
- Coelho RS, Poncio S, Oliveira PCC, Santos JO, Pacheco MG, Paranhos BAJ (2016) Parasitoid efficiency: when is it advantageous to use more than one species? In: Reunion del Grupo de Trabajo en Moscas de La Fruta del Hemisferio Occidental, 9, 2016, Buenos Aires, Arg. Reunion del Grupo de Trabajo en Moscas de la Fruta del Hemisferio Occidental, 9.
- Cossentine J, Jaronski S, Thistlewood H, Yee W (2011) Impact of *Metarhizium brunneum* (Hypocreales: Clavicipitaceae) on pre-imaginal *Rhagoletis indifferens* (Diptera: Tephritidae) within and on the surface of orchard soil. *Biocontrol Sci Technol* 21:1501-1505.
- Costa APT (2004) Biodiversidade de *Anastrepha* spp. (Diptera: Tephritidae) e seus parasitoides em frutos silvestres na reserva Floresta Adolfo Ducke, Manaus, Amazonas. Mestrado. Dissertação, Universidade do Amazonas.
- Costa MLZ, Walder JMM, Alcarde LD, Costa KZ, Canale RA, Mastrangelo TA, Kamiya AC, Paranhos BAJ (2008) Radiação gama para não emergência de adultos de *Anastrepha fraterculus* (Diptera: Tephritidae) na criação do parasitóide *Diachasmimorpha longicaudata*. In: Congresso Brasileiro De Entomologia, 22., 2008, Uberlândia. Ciência, tecnologia e inovação. Anais... Viçosa, MG: UFV, 2008. Resumo 1092-1.
- Costa SGM (2005) Himenópteros parasitoides de larvas frugívoras (Diptera: Tephritoidea) na Reserva Florestal Adolfo Ducke, Manaus, Amazonas, Brasil. Mestrado. Dissertação, Universidade do Amazonas.

- Costa VA, Araújo EL, Guimarães JA, Nascimento AS, LaSalle J (2005) Redescoberta de *Tetrastichus giffardianus* (Hymenoptera: Eulophidae) após 60 anos da sua introdução no Brasil. *Arq Inst Biol* 72:539-541.
- Creão MIP (2003) Moscas-das-frutas (Diptera: Tephritoidea): espécies, distribuição, medidas da fauna e seus parasitoides (Hymenoptera: Braconidae) no Estado do Amapá. Mestrado Dissertação, Universidade do Amazonas.
- Cunha AC, Silva RA, Pereira JDB, Santos RS (2011) Efeito da espessura da polpa, tamanho e peso de frutos de taperebá (*Spondias mombin* L.) sobre o parasitismo natural (Hymenoptera: Braconidae) em moscas-das-frutas (Diptera: Tephritidae). *Rev Agricultura* 86:125-133.
- DeFilipps RA, Maina SL, Crepin J (2004) Medicinal plants of the guianas (Guiana, Surinam, French Guiana) <[http://botany.si.edu/bdg/medicinal/Medicinal\\_plants\\_master.pdf](http://botany.si.edu/bdg/medicinal/Medicinal_plants_master.pdf)> Acesso: 18 julho 2016.
- Destéfano RHR, Bechara IJ, Messias CL, Piedrabuena AE (2005) Effectiveness of *Metarhizium anisopliae* against immature stages of *Anastrepha fraterculus* fruitfly (Diptera: Tephritidae). *Braz J Microbiol* 36: p.94-99.
- Deus EG, Adaime R (2013) Dez anos de pesquisas sobre moscas-das-frutas (Diptera: Tephritidae) no estado do Amapá: avanços obtidos e desafios futuros. *Biota Amazônia* 3:157-168.
- Deus EG, Pinheiro LS, Lima CR, Sousa MSM, Guimarães JA, Strikis PC, Adaime R (2013) Wild hosts of frugivorous dipterans (Tephritidae and Lonchaeidae) and associated parasitoids in the Brazilian Amazon. *Fla Entomol* 96:1621-1625.
- Deus EG, Silva RA, Nascimento DB, Marinho CF, Zucchi RA (2009) Hospedeiros e parasitoides de espécies de *Anastrepha* (Diptera, Tephritidae) em dois municípios do Estado do Amapá. *Rev Agricultura* 84:194-203.
- Deus EG, Sousa MSM, Adaime R (2016) Taperebá. In: Silva NM, Adaime R, Zucchi RA (Eds.) *Pragas agrícolas e florestais na Amazônia*. Embrapa, Brasília, Distrito Federal, Brazil.
- Dias NP, Zotti MJ, Montoya P, Carvalho IR, Nava DE (2018) Fruit fly management research: A systematic review of monitoring and control tactics in the world. *Crop Protec* 112:187-200.
- Dimbi S (2003) Evaluation of the potencial of hyphomycetes fungi for the management of the African tephritid fruit flies *Ceratitis capitata* (Wiedemann) *Ceratitis cosyra* (Walker) and *Ceratitis fasciventris* (Bezzi) in Kenya. PhD Thesis University, Nairobi.
- Dimbi S, Maniania NK, Eklesia S (2009) Effect of *Metarhizium anisopliae* inoculation on the mating behavior of three species of African Tephritid fruit flies, *Ceratitis capitata*, *Ceratitis cosyra* and *Ceratitis fasciventris*. *Biol Control* 50:111-116.
- Dobzhansky T (1973) Active dispersal and passive transport in *Drosophila*. *Evolution* 27:556-575.
- Dolinski C (2016) Entomopathogenic nematodes against the main guava insect pests. *BioControl* 61:325-335.
- Dutra VS, Ronchi-Teles B, Garcia MVB, Adaime RS, Gomes J (2013) Native hosts and parasitoids associated with *Anastrepha fructura* and other *Anastrepha* species (Diptera: Tephritidae) in the Brazilian Amazon. *Fla Entomol* 96:270-273.
- Eitam A, Sivinski J, Holler T, Aluja M. (2004) Biogeography of braconid parasitoids of the caribbean fruit fly (Diptera: Tephritidae) in Florida. *Ann Entomol Soc Am* 97: 928-939.
- Ekési S, Maniania NK, Mohamed SA (2011) Efficacy of soil application of *Metarhizium anisopliae* and the use of GF-120 spinosad bait spray for suppression of *Bactrocera invadens* (Diptera: Tephritidae) in mango orchards. *Biocontrol Sci Techn* 21: 299-316.
- Elleuch J, Tounsi S, Belguith Ben Hassen N, Lacoix MN, Chandre F, Jaoua S, Zribi Zghal R (2015) Characterisation of novel *Bacillus thuringiensis* isolates against *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae) and *Ceratitis capitata* (Diptera: Tephritidae). *J Invertebr Pathol* 124:90-97.
- Eskafi FM, Kolbe MM (1990) Predation on larval and pupal *Ceratitis capitata* (Diptera: Tephritidae) by the ant *Solenopsis geminata* (Hymenoptera: Formicidae) and other predators in Guatemala. *Environ Entomol* 19:148-153.
- Fernandes DRR, Vacari AM, Araujo EL, Guimarães JA, Bortoli SA, Perioto NW (2013) Frugivorous flies (Diptera: Tephritidae and Lonchaeidae) and native parasitoids (Hymenoptera) associated with *Pouteria caimito* (Sapotaceae) in Brazil. *Fla Entomol* 96:255-257.
- Fernandes WD, Sant'Ana MV, Raizer J, Lange D (2012) Predation of fruit fly larvae *Anastrepha* (Diptera: Tephritidae) by ants in grove. *Psyche* ID 108389.
- Fonseca JP, Autuori M (1940) Processos de criação da "vespinha africana" parasita da "mosca do mediterrâneo". *O Biológico* 12:345-351.
- Garcia FRM, Corseuil E (2004) Native hymenopteran parasitoids associated with fruit flies (Diptera: Tephritoidea) in Santa Catarina State, Brazil. *Fla Entomol* 87:517-521.
- Garcia FRM, Ricalde M (2013) Aumentative biological control using parasitoids for fruit fly management in Brazil. *Insect* 4:55-77.
- Gava CAT, de Castro APC, Pereira CA, Gonçalves JS, Araújo LFC, da Paz CD (2012) Photoprotector adjuvants to enhance UV tolerance of yeast strains for controlling mango decay using pre-harvest spraying. *Biocontrol Sci Technol* 28:811-822.
- Gava CAT, da Silva JC, Simões WL, Paranhos BAJ (2021) Impact of soil texture on conidia movement and residual effect of entomopathogenic fungi applied through irrigation to control fruit-fly pupae in mango orchards. *BiolControl* 163:104559.
- Godfray HCJ (1994) Parasitoids Behavioral and Evolutionary Ecology. New Jersey: Princeton University Press, 474p.
- Gonçalves RS, Lisboa H, Grützmacher AD, Manica-Berto R, Nörnberg SD, Nava DE (2016) Basis for the development of a rearing technique of *Aganaspis pelleranoi* (Hymenoptera: Figitidae) in *Anastrepha fraterculus* (Tephritidae: Diptera). *J Econ Entomol* 109:1096-1101.
- Gonçalves RS, Nava DE, Andrezza F, Lisboa H, Nunes AM, Grützmacher AD, Valgas RA, Maia AHN, Pazianotto RAA (2014) Effect of constant temperatures on the biology, life table and thermal requirements of *Aganaspis pelleranoi* (Hym.: Figitidae), a parasitoid of *Anastrepha fraterculus* (Dip.:

Tephritidae). *Environ Entomol* 43:591-500.

Gonçalves RS, Nava DE, Pereira HC, Lisboa H, Grutzmacher AD, Valgas RA (2013) Biology and fertility life table of *Aganaspis pelleranoi* (Hymenoptera: Figitidae) in larvae of *Anastrepha fraterculus* and *Ceratitidis capitata* (Diptera: Tephritidae). *An Entomol Soc America* 106:791-798.

Gonçalves RS, Poncio S, Manica-Berto R, Nornberg SD, Nava DE (2018) Bionomics, thermal requirements and life table of the fruit fly parasitoid *Doryctobracon areolatus* (Hymenoptera: Braconidae) under various thermal regimes. *Biol Control* 127:101-108.

Guimarães JA, Dias NB, Zucchi RA (2000) Parasitóides - Figitidae (Eucoilinae). In: Malvasi A, Zucchi RA (eds) Moscas-das-frutas de importância econômica no Brasil: conhecimento básico e aplicado. Ribeirão Preto, Holos Editora, pp 127-134.

Guimarães JA, Diaz NB, Gallardo FE, Zucchi RA (2003) Eucoilinae especies (Hymenoptera: Cynipoidea: Figitidae) parasitoids of fruit-infesting dipterous larvae in Brazil: identify, geographical distribution and host associations. *Zootaxa* 278:1-23.

Guimarães JA, Souza Filho MF, Raga A, Zucchi RA (2004) Levantamento e interações tritróficas de Figitídeos (Hymenoptera: Eucoilinae) parasitóides de larvas frugívoras (Diptera) no Brasil. *Arq Inst Biol* 71:51-56.

Guimarães JA, Zucchi RA (2004) Parasitism behavior of three species of Eucoilinae (Hymenoptera: Cynipoidea: Figitidae) fruit fly parasitoids (Diptera) in Brazil. *Neotrop Entomol* 33:217-224.

Guimarães JA, Zucchi RA, Diaz NB, Souza Filho MF, Uchôa F (1999) Espécies de Eucoilinae (Hymenoptera: Cynipoidea: Figitidae) parasitóides de larvas frugíveras (Diptera: Tephritidae e Lonchaeidae) no Brasil. *An Soc Entomol Brasil* 28:263-273.

Jervis MA (2005) *Insects as Natural Enemies: A practical Perspective*. New York: Springer.

Jesus CR, Pereira JDB, Oliveira MN, Silva RA, Souza Filho FM, Costa SGM, Marinho CF, Zucchi RA (2008) New records of fruit flies (Diptera: Tephritidae), wild hosts and parasitoids (Hymenoptera: Braconidae) in the Brazilian Amazon. *Neotrop Entomol* 36:733-734.

Jesus CR, Silva RA, Souza Filho MF, Deus EG, Zucchi RA (2010) First record of *Anastrepha pseudanomala* Norrbom (Diptera: Tephritidae) and its host in Brazil. *Neotrop Entomol* 39:1059-1060.

Jirón LF, Mexzon RG (1989) Parasitoid Hymenopterans of Costa Rica: geographical distribution of the species associated with fruit flies (Diptera: Tephritidae). *Entomophaga* 34:53-60.

Kareiva P (1983) Local movements in herbivorous insects: applying a passive diffusion model to mark-recapture field experiments. *Oecologia* 57:322-327.

Klein MG (2018) Efficacy against soil-inhabiting insect pests. In: Gaugler R, Harry K. K, editors. *Entomopathog Nematodes Biol Control*. New York: CRC Press; p. 150-173.

Koppenhöfer AM, Fuzy EM (2006) Effect of soil type on infectivity and persistence of the entomopathogenic nematodes *Steinernema scarabaei*, *Steinernema glaseri*, *Heterorhabditis zealandica*, and *Heterorhabditis bacteriophora*.

*J Invertebr Pathol* 92:11-22.

Lacey LA (2017) *Microbial control of insect and mite pests - from theory to practice*. Lacey LA, editor. London, UK: Academic Press.

Lawrence PO, Baranowski RM, Greany PD (1976) Effect of host age on development of *Biosteres* (= *Opius*) *longicaudatus*, a parasitoid of the Caribbean fruit fly, *Anastrepha suspensa*. *Fla Entomol* 59:33-39.

Leal CM, Santos RFS, Silva JC, Oliveira PCC, Moreira JOT, Paranhos BAJ, Gava CAT Transmissão horizontal de entomopatógenos em *Ceratitidis capitata* (Diptera: Tephritidae) com diferentes métodos de aplicação. In: Congresso Brasileiro de Entomologia, 27.; Congresso Latino-Americano de Entomologia, 10., 2018, Gramado, RS. Saúde, ambiente e agricultura: anais. Gramado: SEB, 2018. p. 326.

Leal RM, Aguiar-Menezes EL, Lima Filho M, Ribeiro JCR, Menezes EB (2008) Capacidade de sobrevivência e dispersão de *Diachasmimorpha longicaudata*, um parasitoide exótico de larva de moscas-das-frutas. *Seropédica: Embrapa Agrobiologia*, 33p.

Leonel Jr FL (1991) Espécies de Braconidae (Hymenoptera) parasitóides de moscas-das-frutas (Diptera: Tephritidae) no Brasil. Mestrado. Dissertação, Universidade de São Paulo

Leonel Jr FL, Zucchi RA, Canal NA (1996) Parasitismo de moscas-das-frutas (Diptera: Tephritidae) por Braconidae (Hymenoptera) em duas localidades do Estado de São Paulo. *An Soc Entomol Brasil* 25:199-206.

Leonel Jr FL, Zucchi RA, Wharton RA (1995) Distribution and tephriti hosts (Diptera) of braconid parasitoids (Hymenoptera) in Brazil. *Int J Pest Manag* 41:208-213.

Llopis-Giménez A, Maria González R, Millán-Leiva A, Catalá M, Llacer E, Urbaneja A, Herrero S (2017) Novel RNA viruses producing simultaneous covert infections in *Ceratitidis capitata*. Correlations between viral titers and host fitness, and implications for SIT programs. *J Invertebr Pathol* 143:50-60.

López M, Aluja M, Sivinski J (1999) Hymenopterous larval-pupal and pupal parasitoids of *Anastrepha* flies (Diptera: Tephritidae) in Mexico. *Biol Control* 15:119-129.

Maniania NK, Ekesi S, Odulaja A, Okech MA, Nadel DJ (2006) Prospects of a fungus-contamination device for the control of tsetse fly *Glossina fuscipes fuscipes* *Biocontrol Sci Technol* 16:129-139.

Manousis T, Arnold MK, Moore NF (1988) Electron microscopical examination of tissues and organs of *Dacus oleae* flies infected with cricket paralysis virus. *J Invertebr Pathol* 51:119-125.

Manousis T, Eley SM, Pullin J, Labropoulus A, Moore N (1986) Preliminary search for a virus in *Dacus oleae* Gmel. populations in northern Greece. *Entomol Hellenica* 4:15-18.

Manousis T, Moore NF (1987) Cricket paralysis virus, a potential control agent for the olive fruit fly, *Dacus oleae* Gmel. *Appl Environ Microbiol* 53:142-148.

Marinho CF, Cônsoli FL, Pentead-Dias AM, Zucchi RA (2017) Description of two new species closely related to *Doryctobracon areolatus* (Szépligeti, 1911) (Hymenoptera, Braconidae), based on morphometric and molecular analyses.

Zootaxa 4353:467-484.

Marinho CF, Souza Filho MF, Raga A, Zucchi RA (2009) Parasitóides (Hymenoptera: Braconidae) de moscas-das-frutas (Diptera: Tephritidae) no estado de São Paulo: plantas associadas e parasitismo. *Neotrop Entomol* 38:321-326.

Marsaro Jr. AL, Silva RA, Silva WR, Lima CR, Flores AS, Ronchi-Teles B (2010) New records of *Anastrepha* (Diptera: Tephritidae), its hosts and parasitoids in the Serra do Tepequém, Roraima state, Brazil. *Rev Agricultura* 85:15-20.

Martins LN, De Souza Stori De Lara AP, Ferreira MS, Nunes AM, Bernardi D, Leite FPL, Garcia FRM (2018) Biological activity of *Bacillus thuringiensis* (Bacillales: Bacillaceae) in *Anastrepha fraterculus* (Diptera: Tephritidae). *J Econ Entomol* 111:1486-1489.

Mascarin GM, Lopes RB, Delalibera Í, Fernandes ÉKK, Luz C, Faria M (2018) Current status and perspectives of fungal entomopathogens used for microbial control of arthropod pests in Brazil. *J Invertebr Pathol* 165:43-53.

Matrangolo WJR, Nascimento AS, Carvalho RS, Melo ED, Jesus M (1998) Parasitóides de moscas-das-frutas (Diptera: Tephritidae) associados a fruteiras tropicais no Recôncavo Baiano, Bahia. *An Soc Entomol Brasil* 27:593-603.

Meirelles RN, Redaelli LR, Ourique CB (2013) Comparative biology of *Diachasmimorpha longicaudata* (Hymenoptera: Braconidae) reared on *Anastrepha fraterculus* and *Ceratitis capitata* (Diptera: Tephritidae). *Fla Entomol* 96:412-418.

Meirelles, RN, Redaelli LR, Jahnke SM (2016). Parasitism of fruit flies (Tephritidae) in field, after the releases of *Diachasmimorpha longicaudata* (Ashmead) (Hymenoptera: Braconidae) in Rio Grande do Sul. *Rev Bras Frut* 38:e-673.

Mochi DA, Monteiro AC, De Bortoli AS, Dória HOS, Barbosa JC (2006) Pathogenicity of *Metarhizium anisopliae* for *Ceratitis capitata* (Wied.) (Diptera: Tephritidae) in soil with different pesticides. *Neotrop Entomol* 35:382-389.

Montes SMNM, Raga A, Boliani AC, Santos PC (2011) Dinâmica populacional e incidência de moscas-das-frutas e parasitoides em cultivares de pessegueiros (*Prunus persica* L. Batsch) no município de Presidente Prudente-SP. *Rev Bras Fruticultura* 33:402-411.

Montoya P, Liedo P, Benrey B, Cancino J, Barrera JF, Sivinski J, Aluja M. (2000) Biological control of *Anastrepha* spp. (Diptera: Tephritidae) in mango orchards through augmentative releases of *Diachasmimorpha longicaudata* (Ashmead) (Hymenoptera: Braconidae). *Biol Control* 18:216-224.

Montoya P, Pérez-Lachaud G, Liedo P (2012) Superparasitism in the fruit fly parasitoid *Diachasmimorpha longicaudata* (Hymenoptera: Braconidae) and the implications for mass rearing and augmentative release. *Insects* 3:900-911.

Moussa AY (1975) A new cytoplasmic inclusion virus from diptera in the queensland fruitfly, *Dacus tryoni* (Frogg) (Diptera:Tephritidae). *J Invertebr Pathol* 32:77-87.

Nava DE, Botton M (2010) Bioecologia e controle de *Anastrepha fraterculus* e *Ceratitis capitata* em pessegueiro. *Embrapa Clima Temperado, Pelotas, RS*. 29p.

Navarro-Llopis V, Ayala I, Sanchis J, Primo J, Montoya P, (2015) Field efficacy of a *Metarhizium anisopliae* based-attractant contaminant device to control *Ceratitis capitata*

(Diptera: Tephritidae). *J Econ Entomol* 108:1570-1578.

Navrozidis EI, Vasara E, Karamanlidou G, Salpiggidis GK, Koliais SI (2000) Biological control of *Bactrocera oleae* (Diptera: Tephritidae) using a Greek *Bacillus thuringiensis* isolate. *J Econ Entomol* 93:1657-1661.

Newton A, Cayuela L, Echeverría C, Armesto J, Del Castillo RF, Golicher D, Geneletti D, González EM, Huth A, López BF, Malizia L, Manson RH, Premoli AC, Ramírez MN, Rey BJM, Rüger N, Smith-Ramírez C, Williams LG (2009) Toward integrated analysis of human impacts on forest biodiversity: Lessons from Latin America. *Ecology and Society* 14: 2. [online] URL: <http://www.ecologyandsociety.org/vol14/iss2/art2/>

Nicácio JN, Uchôa MAF, Faccenda OA, Guimarães JA, Marinho CF (2011) Native larval parasitoids (Hymenoptera) of frugivorous Tephritoidea (Diptera) in South Pantanal Region, Brazil. *Fla Entomol* 94:407-419.

Norrbom AL, Korytkowski CA, Zucchi RA, Uramoto K, Venable GL, McCormick J, Dallwitz MJ (2012) *Anastrepha* and *Toxotrypana*: descriptions, illustrations, and interactive keys. <<http://delta-intkey.com>>.

Nunes AM, Muller FA, Gonçalves RS, Garcia MS, Costa VA, Nava DE (2012) Moscas frugívoras e seus parasitoides nos municípios de Pelotas e Capão do Leão, Rio Grande do Sul, Brasil. *Cien Rural* 42:6-12.

Nunes AM, Nava DE, Muller FA, Gonçalves RS, Garcia MS (2011) Biology of *Doryctobracon areolatus* and parasitism on *Anastrepha fraterculus* larvae, in the laboratory. *Pesq Agropec Bras* 46:679-671.

Oliveira PCC, Fonseca ED, Alvarenga CD, Giustolin TA, Rabelo MM, Coutinho CR (2014) Efeito da idade das larvas de *Ceratitis capitata* (Wied.) sobre a qualidade biológica do parasitoide *Diachasmimorpha longicaudata* (Ashmead). *Arq Inst Biol* 81:244-249

Oliveira PCC (2019) Parasitismo de *Ceratitis capitata* por *Diachasmimorpha longicaudata* e a sua dispersão em cultivos de fruteiras no semiárido. Doutorado. Tese, Universidade Estadual de Montes Claros

Orsini MM, Daane KM, Sime KR, Nelson EH (2007) Mortality of olive fruit fly pupae in California. *Biocontrol Sci Technol* 17:797-807.

Ortu S, Cocco OA, Dau R (2009) Evaluation of the entomopathogenic fungus *Beauveria bassiana* strain ATCC 74040 for the management of *Ceratitis capitata*. *Bull Insectology* 62:245-252.

Ovruski S, Aluja M, Sivinski J, Wharton R (2000) Hymenopteran parasitoids on fruit-infesting Tephritidae (Diptera) in Latin American and the southern United States: diversity, distribution, taxonomic status and their use in fruit fly biological control. *Integrated Pest Manag Rev* 5:81-107.

Ovruski SM, Bezdjian LP, Van Nieuwenhove GA, Alborno-Medina P, Schliserman P (2011) Host preference by *Diachasmimorpha longicaudata* (Hymenoptera: Braconidae) reared on larvae of *Anastrepha fraterculus* and *Ceratitis capitata* (Diptera: Tephritidae). *Fla Entomol* 94:195-200.

Ovruski SM, Colin C, Soria A, Oroño L, Schliserman P (2003) Introducción y establecimiento en laboratorio de

*Diachasmimorpha tryoni* y *Diachasmimorpha longicaudata* (Hymenoptera: Braconidae, Opiinae) para el control biológico de *Ceratitidis capitata* (Diptera: Tephritidae, Dacinae) en la Argentina. Rev Soc Entomol Arg 62:49-59.

Ovruski SM, Oroño LE, Schliserman P, Nuñez Campero S (2007) The effect of four fruit species on the parasitization rate of *Anastrepha fraterculus* (Diptera: Tephritidae, Trypetinae) by *Diachasmimorpha longicaudata* (Hymenoptera: Braconidae, Opiinae) under laboratory rearing conditions. Biocontrol Sci Techn 17:1079-1085.

Paranhos BAJ, Mendes PCD, Papadopoulou NT, Walder JMM (2007) Dispersion patterns of *Diachasmimorpha longicaudata* (Hymenoptera: Braconidae) in citrus orchards in southeast Brazil. Biocontrol Sci Techn 17:375-385.

Carvalho JVA, Santos JO, Coelho RS, Paranhos BAJ (2018) Levantamento de parasitoides de moscas-das-frutas em frutíferas nativas e cultivadas no Submédio do Vale do rio São Francisco. In: Anais da XIII Jornada de Iniciação Científica da Embrapa Semiárido (JICES). Petrolina, 2018, p. 25-29 (Embrapa Semiárido. Documentos, 283).

Paranhos BJ, Costa MLZ, Ovruski SM, Alves RM, Blummer L, Walder JMM (2008) Offspring in response to parental female densities in the fruit fly parasitoid *Diachasmimorpha longicaudata* (Hymenoptera: Braconidae). Fla Entomol 91:628-635.

Paranhos BJ, Nava DE, Malavasi A (2019) Biological control of fruit flies in Brazil. Pesq Agropec Brasileira 54:e26037.

Paranhos BAJ, Poncio S, Morelli R, Nava DE, Sá LAN, Manoukis NC (2020) Non-target effects of the exotic generalist parasitoid wasp *Fopius arisanus* (Sonan) estimated via competition assays against *Doryctobracon areolatus* (Szepliget) on both native and exotic fruit fly hosts. BioControl 66: 83-96.

Paranhos BJ, Sivinski J, Stuhl C, Holler T, Aluja M (2013) Intrinsic competition and competitor free space influence the coexistence of parasitoids (Hymenoptera: Braconidae: Opiinae) of neotropical Tephritidae (Diptera). Environ Entomol 42:717-723.

Pereira JDB (2009) Contribuição ao conhecimento de moscas-das-frutas (Tephritidae e Lonchaeidae) no Pará: diversidade, hospedeiros e parasitoides associados. Mestrado Dissertação, Universidade Federal do Amapá.

Pereira JDB, Buriti DP, Lemos WP, Silva WR, Silva RA (2010) Espécies de *Anastrepha* Schiner (Diptera: Tephritidae), seus hospedeiros e parasitoides nos Estados do Acre e Rondônia, Brasil. Biota Neotrop 10:441-446.

Pinto AS, Parra JRP (2002) Liberações de inimigos naturais. In: Parra JRP, Botelho PSM, Corrêa-Ferreira BS, Bento JMS (Ed.). Controle biológico no Brasil: parasitoides e predadores. São Paulo: Manole, p.325-342.

Plus N, Veyrunes JC, Cavalloro R (1981) Endogenous viruses of *Ceratitidis capitata* Wied. J. R. C. *Ispra* strain, and of *C. capitata* permanent cell lines. Ann l'Institut Pasteur Viro 132:97-100.

Poncio S, Nunes AM, Gonçalves RS, Lisboa H, Manica-Berto R, Garcia MS, Nava DE (2016) Biology of at different temperatures for *Doryctobracon brasiliensis*: development of life table and determining thermal requirements. J Appl

Entomol 140:775-785.

Poncio S, Nunes AM, Gonçalves RS, Lisboa H, Manica-Berto R, Garcia MS, Nava DE (2018) Strategies for establishing a rearing technique for the fruit fly parasitoid: *Doryctobracon brasiliensis* (Hymenoptera: Braconidae). J Econ Entomol 111:1087-1095.

Prattisoli D, Fornazier MJ, Holtz AM, Gonçalves JR, Chioramital AB, Zago H (2002) Ocorrência de *Trichogramma pretiosum* em áreas comerciais de tomate, no Espírito Santo, em regiões de diferentes altitudes. Horticult Bras 21:73-76.

Quesada-Moraga E, Carrasco-Díaz JA, Santiago-Álvarez (2006) Insecticidal and antifeedant activities of proteins secreted by entomopathogenic fungi against *Spodoptera littoralis* (Lep., Noctuidae). J Appl Entomol 130:442-452.

Quesada-Moraga E, Martin-Carballo I, Garrido-Jurado I, Santiago-Álvarez C (2008) Horizontal transmission of *Metarhizium anisopliae* among laboratory populations of *Ceratitidis capitata* (Wiedemann) (Diptera: Tephritidae). Biol Control 47:115-124.

Ribeiro JEL, Hopkins MJG, Vicentini A, Sothers CA, Costa MAS, Brito JM., Souza MAD, Martins LHP, Lohmann LG, Assunção PA, Pereira EC, Silva CF, Mesquita MR, Procópio LC (1999) Flora da Reserva Ducke: guia de identificação das plantas vasculares de uma floresta de terra firme na Amazônia Central. Editora INPA, Manaus.

Robacker DC, Martinez AJ, Garcia JA, Diaz M, Romero C (1996) Toxicity of *Bacillus thuringiensis* to Mexican fruit fly (Diptera: Tephritidae). J Econ Entomol 89:104-110.

Rohde C, Moino A, Carvalho FD, Da Silva MAT (2012) Selection of entomopathogenic nematodes for the control of the fruit fly *Ceratitidis capitata* (Diptera: Tephritidae). Rev Bras Ciencias Agrar 7:797-802.

Sá LP, Alvarenga CD, Santos ZC, Souza MDC, Cruz CG, Camargos MG, Giustolin TA (2018) Parasitism of *Diachasmimorpha longicaudata* (Ashmead) on two fruit fly species. Arq Inst Biol 85:e0172017.

Sabbour MM (2017) Insecticide resistance of the bacteria *Bacillus thuringiensis* against *Bactrocera oleae* under field conditions. IEASRJ 2:13-15.

Sacramento CK, Souza FX (2009) Cajá. In: Santos-Serejo JA, Dantas JLL, Sampaio CV, Coelho YS (Eds Téc.) Fruticultura tropical: espécies regionais e exóticas. Embrapa Informação Tecnológica. Brasília, Distrito Federal, Brazil, p. 83-106.

Salles LAB (1996) Parasitismo de *Anastrepha fraterculus* (Wied.) (Diptera: Tephritidae) por Hymenoptera, na região de Pelotas, RS. Pesq Agropec Bras 31:769-774.

Samuels RI, Coracini DLA, Martins dos Santos CA, Gava CAT (2002) Infection of *Blissus antillus* (Hemiptera: Lygaeidae) eggs by the entomopathogenic fungi *Metarhizium anisopliae* and *Beauveria bassiana*. Biol Control 23:269-273.

San Andrés V, Ayala I, Abad MC, Primo J, Castañera P, Moya P (2014) Laboratory evaluation of the compatibility of a new attractant contaminant device containing *Metarhizium anisopliae* with *Ceratitidis capitata* sterile males. Biol Control 72:54-61.

Scheunemann T, Lima CC, Gonçalves RS, Nornberg SD, Grutzmacher AD, Botton M, Nava DE. (2016) Seletividade

- de inseticidas utilizados na fruticultura sobre o parasitoide *Diachasmimorpha longicaudata* (Ashmead, 1905) (Hymenoptera: Braconidae). In: XXVI Congresso Brasileiro e IX Congresso Latino-Americano de Entomologia, 2016, Maceio. Anais do XXVI Congresso Brasileiro e IX Congresso Latino-Americano de Entomologia, v. 1. p. 1-1.
- Schmidt JM (1994) Host recognition and acceptance by *Trichogramma*. In: Wajnberg E, Hassan SA. (ed.) Biological control with egg parasitoids. Wallingford: CAB International, Chap. 9, p. 165-200.
- Scholte EJ, Knols BGJ, Samson RA, Takken W (2004) Entomopathogenic fungi for mosquito control: a review. *J Insect Sci* 4:19.
- Segura DF, Viscarret MM, Ovruski SM, Cladera JL (2012) Response of the fruit fly parasitoid *Diachasmimorpha longicaudata* to host and host-habitat volatile cues. *Entomol Exp Appl* 143:164-176.
- Shapiro-Ilan D, Hazir S, Pests IG-MC (2017) Basic and applied research: entomopathogenic nematodes. In: Lawrence A. Lacey, editor. *Microb Control Insect Mite Pests* [Internet]. London: Academic Press, p. 91-105.
- Silva JG, Dutra VS, Santos MS, Silva NMO, Vidal DB, Guimarães JA, Araujo EL (2010) Diversity of *Anastrepha* spp. (Diptera: Tephritidae) and associated Braconid parasitoids from native and exotic hosts in Southeastern Bahia, Brazil. *Environ Entomol* 39:1457-1465.
- Silva JWP, Bento JMS, Zucchi RA (2007) Olfactory response of three parasitoid species (Hymenoptera: Braconidae) to volatiles of guavas infested or not with fruit fly larvae (Diptera: Tephritidae). *Biol Control* 41:304-311.
- Silva NM, Ronchi-Teles B. (2000) Moscas das frutas nos estados brasileiros; Amapá, Amazonas, Pará, Rondônia e Roraima. In: Malvasi A, Zucchi RA (org). *Moscas das frutas de importância econômica no Brasil: conhecimento básico e aplicado*. Ribeirão Preto: Holos Editora, pp 203-209.
- Silva RA, Deus EG, Pereira JDB, Jesus CR, Souza Filho MF, Zucchi RA (2011b) Conhecimento sobre moscas-das-frutas no Estado do Amapá. In: Silva RA, Lemos WP, Zucchi RA (Org.). *Moscas-das-frutas na Amazônia brasileira: diversidade, hospedeiros e inimigos naturais*. 1ed. Macapá, Embrapa Amapá, p.223-236.
- Silva RA, Lemos WP, Zucchi RA (2011a) Moscas-das-frutas na Amazônia brasileira: diversidade, hospedeiros e inimigos naturais. Embrapa Amapá, Macapá, 299p.
- Silva RA, Lima AL, Xavier SLO, Silva WR, Marinho CF, Zucchi RA (2011c) *Anastrepha* species (Diptera: Tephritidae), their hosts and parasitoids in southern Amapá State, Brazil. *Biota Neotropica* 11:431-436.
- Silva WR, Silva RA (2007) Levantamento de moscas-das-frutas e de seus parasitoides no município de Ferreira Gomes, Estado do Amapá. *Cien Rural* 37:265-268.
- Sivinski J (1996) The past and potencial of biological control of fruit flies. In: Mcpherson BA, Syeck GJ (Ed.) *Fruit fly pest, a world assessment of their biology and management*. Delray Beach: St. Lucie Press, p. 369-375.
- Sivinski J, Vulinec K, Aluja M. (2001) Ovipositor length in a guild of a parasitoids (Hymenoptera: Braconidae) attacking *Anastrepha* spp. Fruit flies (Diptera: Tephritidae) in southern Mexico. *Ann Entomol Soc Am* 94:886-895.
- Sivinski, J (1991) The influence of host fruit morphology on parasitization rates in the Caribbean fruit fly, *Anastrepha suspensa*. *Entomophaga* 36:447-454.
- Sousa MSM, Baia D, Deus EG, Adaime R, Cunha AC (2014) Índices de infestação de *Geissospermum argenteum* Woodson (Apocynaceae) por *Anastrepha atrigona* Hendel (Diptera: Tephritidae) em Laranjal do Jari, Amapá. In: International Symposium, 1.; Meeting of the Post-Graduate Program in Tropical Biodiversity, 5, Macapá, Amapá. Conservation conflicts: XXI century challenges and solutions: abstract book.
- Sousa MSM, Deus E, Lima AL, Jesus CR, Costa Neto SV, Lemos LN, Malhado ACM, Ladle RJ, Adaime R (2021a). *Spondias mombin* as a reservoir of fruit fly parasitoid populations in the Eastern Amazon: an undervalued ecosystem service. *PeerJ* 9:e11530 DOI: 10.7717/peerj.11530
- Sousa MSM, Jesus Barros CR, Yokomizo GK, Lima AL, Adaime R (2016b) Ocorrência de moscas-das-frutas e parasitoides em *Spondias mombin* L. em três municípios do estado do Amapá, Brasil. *Biota Amazônia* 6:50-55.
- Sousa MSM, Pinheiro LS, Deus EG, Adaime R (2013) Parasitoides (Hymenoptera: Braconidae) de *Anastrepha atrigona* Hendel (Diptera, Tephritidae) em Laranjal do Jari, Amapá, Brasil. In: Simpósio de Controle Biológico, 13, Bonito, MS, Brasil.
- Sousa MSM, Santos JEV, Toledo JJ, Nava DE, Adaime R (2021b) *Geissospermum argenteum* (Angiosperma: Apocynaceae): a reservoir of parasitoids of fruit flies (Diptera: Tephritidae) in an upland forest in the Brazilian Amazon. *Agric. For. Entomol.* DOI: 10.1111/afe.12432.
- Souza AR, Lopes-Mielezski GN, Lopes EN, Querino RB, Corsato CDA, Giustolin TA, Zucchi RA (2012) Hymenopteran parasitoids associated with frugivorous larvae in a Brazilian caatinga-cerrado ecotone. *Environ Entomol* 41:233-237.
- Souza Filho MF, Raga A, Azevedo Filho JA, Strikis PC, Guimarães JA, Zucchi RA (2009) Diversity and seasonality of fruits flies (Diptera: Tephritidae and Lonchaeidae) and their parasitoids (Hymenoptera: Braconidae and Figitidae) in orchards of guava, loquat and peach. *Braz J Biol* 69:31-40.
- Souza Filho ZA, Araujo EL, Guimarães JA, Silva JG (2007) Endemic parasitoids associated with *Anastrepha* spp. (Diptera: Tephritidae) infesting guava (*Psidium guajava*) in Southern Bahia, Brazil. *Fla Entomol* 90:783-785.
- Souza HR (2010) Interação de *Metarhizium anisopliae* (Metsch.) Sorokin e azadiractina sobre *Ceratitidis capitata* (Wied.). 122p. Dissertação (Magister Scientiae) – Universidade Estadual de Montes Claros, Montes Claros.
- Stuhl C, Sivinski J, Teal P, Paranhos B, Aluja M (2011) A compound produced by frugivorous Tephritidae (Diptera) larvae promotes oviposition behavior by the biological control agent *Diachasmimorpha longicaudata* (Hymenoptera: Braconidae). *Environ Entomol* 40:727-736.
- Sugayama RL (2000) *Anastrepha fraterculus* (Wiedemann) (Diptera: Tephritidae) na região produtora de maçãs do Rio Grande do Sul: relação com seus inimigos naturais e potencial para controle biológico. Tese de Doutorado. Universidade de São Paulo.



- Toledo J, Ibarra JE, Liedo P, Gómez A, Rasgado MA, Williams T (2005) Infection of *Anastrepha ludens* (Diptera: Tephritidae) larvae by *Heterorhabditis bacteriophora* (Rhabditida: Heterorhabditidae) under laboratory and field conditions. *Biocontrol Sci Technol* 15:627-634.
- Toledo J, Liedo P, Williams T, Ibarra J (1999) Toxicity of *Bacillus thuringiensis*  $\beta$ -exotoxin to three species of fruit flies (Diptera: Tephritidae). *J Econ Entomol* 92:1052-1056.
- Toledo J, Sánchez JE, Williams T, Gómez A, Montoya P, Ibarra JE. 2014. Effect of soil moisture on the persistence and efficacy of *Heterorhabditis bacteriophora* (Rhabditida: Heterorhabditidae) against *Anastrepha ludens* (Diptera: Tephritidae) larvae. *Fla Entomol* 97:528-533.
- Thomazini MJ, Albuquerque ES (2009) Parasitóides (Hymenoptera: Braconidae) de *Anastrepha Schiner* (Diptera: Tephritidae) no estado do Acre. *Acta Amazonica* 39:245-248.
- Turchin P (1998) Quantitative analysis of movement: Measuring and modeling population redistribution in animals and plants. Sunderland: Sinauer Associates, 396p.
- Turlings TC, Wäckers FL, Vet LEM, Lewis WJ, Tumlinson JH (1993) Learning of host-finding cues by hymenopterous parasitoids. In: Papaj DR, Lewis WJ (Eds.) *Insect learning: Ecological evolutionary perspectives*. London: Chapman & Hall, p. 51-78.
- Uchôa MAF, Oliveira I, Molina RMS, Zucchi RA (2003) Populational fluctuation of frugivorous flies (Diptera: Tephritoidea) in two orange groves in the state of Mato Grosso do Sul. *Neotrop Entomol* 32:19-25.
- Van Lenteren JC (2003) Commercial availability of biological control agents. In: Van Lenteren JC (ed.) *Quality control and production of biological control agents; Theory and testing procedures*. CABI Publishing, Wallingford, UK, p. 167-179.
- Vidal-Quist JC (2010) Estrategias para la utilización de la bacteria entomopatógena *Bacillus thuringiensis* (Berliner) en el control de *Ceratitidis capitata* (Wiedemann) [Internet]. [place unknown]: Universidade Politecnica de Valencia.
- Vidal-Quist JC, Castañera P, González-Cabrera J (2010) Cyt1Aa protein from *Bacillus thuringiensis* (Berliner) serovar israelensis is active against the Mediterranean fruit fly, *Ceratitidis capitata* (Wiedemann). *Pest Manag Science* 66:949-955.
- Vinson SB (1976) Host selection by insect parasitoids. *Annu Rev Entomol* 21:109-133.
- Vinson SB (1985) The behavior of parasitoids. In: Kerkut GA, Gilbert LI (Ed.). *Comprehensive insect physiology biochemistry and pharmacology*. New York: Pergamon Press, v. 9, p. 417-469.
- Vinson SB, Iwantsch GF (1980) Host regulation by insect parasitoids quarterly. *Rev Biol* 55:143-165.
- Walder JMM (1997) Controle biológico de moscas-das-frutas (Diptera: Tephritidae) no estado de São Paulo. In: Congresso Brasileiro de Entomologia, 16, 1997, Salvador-Bahia. Salvador-BH, p. 23-23.
- Walder JMM, Silva LCS, Lopes LA, Costa MLZ (2004) Posição do parasitóide exótico *Diachasmimorpha longicaudata* (Hym.: Braconidae) em relação aos nativos em área de liberação no Campus Luiz de Queiroz, Piracicaba, SP. In: Congresso Brasileiro De Entomologia, 20, Resumos, Gramado, RS.
- Wang XG, Messing RH, Bautista RC (2003) Competitive superiority of early acting species: a case study of opiinae fruit fly parasitoids. *Biocontrol Sci Technol* 13:391-402.
- Williams CD, Dillon AB, Girling RD, Griffin CT (2013) Organic soils promote the efficacy of entomopathogenic nematodes, with different foraging strategies, in the control of a major forest pest: A meta-analysis of field trial data. *Biol Control* 65:357-364.
- Zachrisson B, Parra JRP (1998) Capacidade de dispersão de *Trichogramma pretiosum* Riley, 1879 para o controle de *Anticarsia gemmatalis* Hubner, 1818 em soja. *Sci Agr, Piracicaba*, 55:133-137.