

CAPÍTULO 6

TÉCNICA PARA AVALIAÇÃO DA EFETIVIDADE DE FUNGOS ENTOMOPATÓGENICOS NA REDUÇÃO DA POPULAÇÃO DE MOSCAS-DAS-FRUTAS EM CONDIÇÕES DE CAMPO

Data de aceite: 21/09/2020

Taline de Lima Silva

Universidade Federal do Amapá
Macapá, Amapá

Jhulie Emille Veloso dos Santos

Faculdade de Macapá
Macapá, Amapá

Maria do Socorro Miranda de Sousa

Universidade Federal do Amapá
Macapá, Amapá

Adriana Bariani

Embrapa Amapá
Macapá, Amapá

Cristiane Ramos de Jesus

Embrapa Amapá
Macapá, Amapá

Adilson Lopes Lima

Embrapa Amapá
Macapá, Amapá

Ricardo Adaime

Embrapa Amapá
Macapá, Amapá

RESUMO: A presença de moscas-das-frutas (Diptera: Tephritidae) em áreas de cultivo de frutíferas é um dos principais entraves fitossanitários experimentado pelo setor da fruticultura em diversas regiões do mundo. Isso se deve ao fato de que as larvas das moscas-das-frutas, ao consumirem a polpa dos frutos, reduzem

consideravelmente a produtividade dos pomares e o valor comercial de frutos atacados. Além disso, a punctura efetuada pelas fêmeas de moscas-das-frutas para deposição de seus ovos nos frutos, frequentemente contribui para uma maior infecção por fitopatógenos e micro-organismos secundários causadores de podridões. Dentre os métodos de controle de moscas-das-frutas disponíveis podemos considerar o controle biológico com fungos entomopatogênicos, cuja efetividade e alinhamento às práticas mais sustentáveis de controle de pragas agrícolas está cada vez mais evidente. Nesse contexto, o objetivo deste trabalho é descrever uma técnica desenvolvida pela Embrapa Amapá para o estudo do controle biológico da mosca-da-carambola [*Bactrocera carambolae* Drew & Hancock (Diptera: Tephritidae)] com o fungo entomopatogênico *Metarhizium anisopliae* (Hypocreales: Clavicipitaceae) em condições de campo. Esta técnica poderá ser utilizada para outras espécies de moscas-das-frutas em várias regiões geográficas.

PALAVRAS-CHAVE: Diptera, Tephritidae, Manejo Integrado de Pragas, Controle Biológico, Entomopatógenos.

ABSTRACT: The presence of fruit flies (Diptera: Tephritidae) in fruit growing areas is one of the main phytosanitary barriers experienced by the fruit growing sector in different regions of the world. This is due to the fact that the larvae of fruit flies, when consuming the fruit pulp, considerably reduce the productivity of the orchards and the commercial value of attacked fruits. In addition, the puncture performed by females of fruit

flies, for the deposition of their eggs on fruits, often contributes to a greater infection by phytopathogens and secondary microorganisms that cause rot. Among the methods of control of fruit flies available we can consider the biological control with entomopathogenic fungi, whose effectiveness and alignment with the most sustainable practices of control of agricultural pests is increasingly evident. In this context, the objective of this work is to describe a technique developed by Embrapa Amapá for the study of the biological control of the carambola fruit fly [*Bactrocera carambolae* Drew & Hancock (Diptera: Tephritidae)] with the entomopathogenic fungus *Metarhizium anisopliae* (Hypocreales: Clavicipitaceae) in field conditions. This technique can be used for other species of fruit flies in several geographic regions.

KEYWORDS: Diptera, Tephritidae, Integrated Pest Management, Biological control, Entomopathogens.

1 | INTRODUÇÃO

As moscas-das-frutas (Diptera: Tephritidae) formam um dos grupos de insetos fitófagos mais importantes para a fruticultura mundial (SILVA et al., 2011), pois causam danos diretos aos frutos, visto que as moscas adultas depositam seus ovos no interior do fruto e as larvas provenientes desses ovos consomem a polpa do fruto (MALAVASI, 2015). Também há de se considerar as limitações na exportação de frutas potencialmente infestadas por moscas-das-frutas de expressão quarentenária. Em nível mundial, os danos econômicos decorrentes de restrições fitossanitárias impostas por mercados importadores de frutas são da ordem de 1 bilhão de dólares (GODOY; PACHECO; MALAVASI, 2011a).

Embora as atuais medidas de controle utilizadas, como enterrio de frutos hospedeiros e controle químico sejam efetivas (GODOY et al., 2011b), novas estratégias de controle, incluindo o controle biológico, são necessárias para que haja uma redução do número de aplicações de inseticidas convencionais e a infestação por moscas-das-frutas permaneça abaixo do nível de dano econômico (PARANHOS; NAVA; MALAVASI, 2019).

Alguns trabalhos têm demonstrado a eficácia de fungos entomopatogênicos para o controle de diferentes espécies de moscas-das-frutas (DESTÉFANO et al., 2005; EKESI et al., 2005; OLIVEIRA et al., 2010; MAR; SUWANNARACH; LUMYONG, 2012; SILVA et al., 2016; BRITO et al., 2019). O controle biológico com fungos se destaca pela facilidade no processo de contaminação dos imaturos (larvas e pupas), uma vez que os entomopatógenos ocorrem no solo e os imaturos de moscas-das-frutas precisam se enterrar para completar seu ciclo de vida (EKESI; MANIANIA; LUX, 2003). Ressalta-se que essa estratégia de controle interfere minimamente no controle natural executado por outros patógenos, parasitos ou predadores, além de promover um controle mais duradouro, uma vez que é possível a sobrevivência e a multiplicação

do entomopatógeno na área, além do fato não de acumular resíduos químicos no ambiente (ALVES, 1998).

A mosca-da-carambola [*Bactrocera carambolae* Drew & Hancock (Diptera: Tephritidae)] é uma praga quarentenária introduzida no Brasil em 1996, no município de Oiapoque, estado do Amapá (Silva et al., 2004). Atualmente, está restrita aos estados do Amapá, Pará e Roraima e encontra-se sob controle oficial do Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (Brasil, 2018).

Considerando que a mosca-da-carambola passa parte do ciclo de vida no solo, sob a projeção da copa da planta hospedeira, descrevemos neste trabalho uma técnica desenvolvida pela Embrapa Amapá para avaliar a efetividade de fungos entomopatogênicos na redução de sua população em condições de campo. Essa técnica também poderá ser empregada para outras espécies de moscas-das-frutas em várias regiões geográficas.

2 | METODOLOGIA

2.1 Preparo dos recipientes

Os recipientes contendo solo e larvas a serem utilizados no experimento em campo devem ser preparados antecipadamente. Podem ser utilizados recipientes de plástico de tamanho aproximado de 11 centímetros de diâmetro por 11 centímetros de altura, com tampa (Figura 1A). No fundo de cada recipiente devem ser feitos três ou mais orifícios pequenos (cerca de 2 mm de diâmetro) para que haja o escoamento da água (Figura 1B).

No fundo do recipiente de plástico deve ser colocada uma tela (com malha que impeça a entrada de formigas) ou tecido do tipo organza ou voil, para que não haja a saída das larvas ou a entrada de formigas ou outros insetos em seu interior. A tela deve ser depositada no fundo do recipiente, preferencialmente colada com cola quente, certificando-se que os orifícios estão sendo totalmente cobertos.

A tampa do recipiente deve ser vazada. Para isso, deve-se fazer uma abertura circular com cerca de 8 centímetros de diâmetro no centro da tampa, onde deve ser fixada, com cola quente, uma tela ou tecido (Figura 1C). Esta abertura serve para que haja trocas gasosas e a tela impede que ocorra a fuga das larvas ou adultos de moscas-das-frutas e a entrada de predadores.

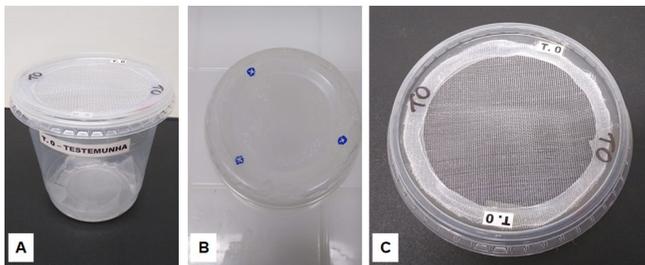


Figura 1. Detalhes do recipiente de plástico usado no experimento: A) Recipiente de plástico com tela colada no fundo e na tampa; B) Detalhe dos orifícios no fundo do recipiente para escoamento da água; C) Tampa vazada com tela colada internamente.

Fotos: Taline de Lima Silva

Cada recipiente de plástico com tampa deve ser identificado com seu tratamento correspondente, deixando a identificação visível na tampa e na lateral quando no solo.

2.2 Coleta de larvas de moscas-das-frutas

Devem ser usadas larvas de 3^o instar de moscas-das-frutas oriundas de criação em laboratório. O desenvolvimento das larvas deve ser feito em dieta artificial, descrito em diversos trabalhos como os de Bariani et al. (2016) e Nunes et al. (2013). Neste trabalho foi utilizada dieta à base de cenoura, descrita por Teran (1977) e adaptada por Bariani (2019), para o desenvolvimento de larvas de *Bactrocera carambolae* (Figura 2A).

Recomenda-se que as bandejas contendo dieta e larvas de 3^o instar sejam levadas a campo e a coleta das larvas seja feita no local. As larvas devem ser contadas e colocadas em recipientes de plástico menores (Figura 2B) até o momento em que serão transferidas para os recipientes de plástico enterrados no solo.



Figura 2. A) Dieta artificial à base de cenoura para desenvolvimento de larvas de *Bactrocera carambolae*; B) Recipiente de plástico para contagem das larvas. Fotos:

Taline de Lima Silva

2.3 Preparo das suspensões fúngicas

Devem ser utilizados fungos entomopatogênicos crescidos em meio de cultura que favoreça a esporulação. O período de crescimento pode variar de acordo com as características de cada isolado. Trabalhos como os de Zauza, Alfenas e Mafia (2007) e Alves e Faria (2010), que indiquem o meio mais adequado e o período de crescimento, devem ser consultados.

Neste trabalho foram usadas placas de petri com meio de cultura Sabouraud Dextrose Ágar (SDA) para o crescimento de um isolado de *Metarhizium anisopliae*, baseado nos resultados de esporulação em diferentes meios obtidos por Silva (2015).

A quantidade de placas de petri com fungo (Figura 3A) utilizadas para fazer a suspensão pode variar conforme a capacidade de esporulação de cada isolado, podendo ser usadas a partir de três placas. Quanto mais placas de petri utilizadas inicialmente, maior será o volume de solução que poderá ser trabalhado. Para preparar as suspensões, seguir metodologia adaptada de Ekesi, Maniania e Lux (2003).

Em câmara de fluxo laminar, deve-se acrescentar 10 mL de Água Destilada Esterilizada (ADE) contendo 0,1% de TWEEN® 80 (Hexis Científica, Jundiaí, SP) (solução dispersante) em cada placa de petri contendo o isolado fúngico. A placa deve ser raspada superficialmente para dispersar e solubilizar os esporos. A suspensão resultante deve ser transferida para um recipiente estéril, como um Erlenmeyer ou frasco de vidro. Esse processo deve ser repetido mais duas vezes em cada placa de petri com fungo e as suspensões acrescentadas sempre no mesmo recipiente estéril para formar a suspensão inicial de trabalho (Figura 3B).

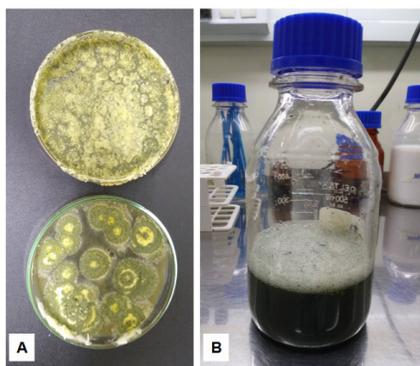


Figura 3. A) Placas de petri com meio de cultura e colônia de *Metarhizium anisopliae*;
B) Recipiente estéril contendo suspensão de *Metarhizium anisopliae*.

Fotos: Taline de Lima Silva

Os esporos devem ser contados em Câmara de Neubauer ou em equipamento específico¹ e sua concentração ajustada para 1×10^8 conídios.mL⁻¹, ou outra concentração desejável, obtendo-se, assim, a suspensão de trabalho. À suspensão de trabalho ainda devem ser acrescentados o dispersante TWEEN® 80 (Hexis Científica, Jundiá, SP), na concentração de 0,1%, e o espalhante adesivo GRIP® (Fortgreen, Paiçandu, PR/De Sangosse Agroquímica Ltda., Ibiporã, PR), na concentração de 2%.

Para o preparo da solução testemunha deve ser utilizada somente ADE contendo o dispersante TWEEN® 80 (Hexis Científica, Jundiá, SP) e o espalhante adesivo GRIP® (Fortgreen, Paiçandu, PR/De Sangosse Agroquímica Ltda., Ibiporã, PR) nas mesmas concentrações da suspensão de trabalho.

Pode-se também utilizar um tratamento com um produto comercial que possua como ingrediente ativo a mesma espécie de fungo entomopatogênico trabalhado, para efeitos de comparação. A suspensão do produto comercial deve ser preparada exatamente como descrita na embalagem e no manual do fabricante.

Caso não haja interesse em avaliar um produto comercial, pode-se preparar suspensões com diferentes concentrações do fungo entomopatogênico para cada tratamento ou, ainda, utilizar a presente técnica para avaliar outras espécies de fungos entomopatogênicos.

As suspensões de cada tratamento devem ser transferidas para borrifadores de plástico (Figura 4), nunca utilizados anteriormente, devidamente higienizados, para posterior transporte até o campo.



Figura 4. Recipientes estéreis (frascos escuros) e borrifadores (frascos brancos) contendo a solução testemunha e as suspensões de fungo entomopatogênico dos diferentes tratamentos.

Foto: Taline de Lima Silva

¹ Contador automático de partículas ou células em suspensão (ALFENAS; ZAUZA; MAFIA, 2007).

2.4 Seleção da área experimental e preparo do local

O experimento deve ser montado em uma área experimental ou pomar (Figura 5), preferencialmente onde não sejam aplicados produtos fitossanitários. No pomar, cada planta irá compor uma repetição de cada tratamento utilizado, ou seja, se o experimento tiver três tratamentos, sob a copa de cada planta serão enterrados três recipientes de plástico com solo, um de cada tratamento.



Figura 5. Pomar de *Averrhoa carambola* L. utilizado para a montagem do experimento.

Foto: Adriana Bariani

Sob a copa das plantas escolhidas deve ser retirado o excesso de folhas e frutos caídos. Posteriormente deve-se cavar a quantidade de buracos equivalente à quantidade de tratamentos para cada planta, para posterior inserção dos recipientes de plástico. O solo retirado deve ser peneirado em peneira com malha de 4 milímetros e colocado dentro dos recipientes de plástico montados no item 2.1.

Os recipientes de plástico devem ser preenchidos com o solo peneirado, deixando cerca de 2 centímetros entre o solo e sua tampa (Figura 6A). Este espaço facilitará a circulação do ar e a captura das moscas após sua emergência. Após os recipientes estarem preenchidos, deve-se irrigar o solo até o encharcamento. Quando cessar o escoamento de água pelo fundo do recipiente, considera-se que o solo atingiu a capacidade de campo. Nesse momento, os recipientes devem ser fechados para evitar a entrada de insetos e enterrados sob a copa das plantas, um ao lado do outro, com uma distância aproximada de 5 cm entre eles (Figura 6B).

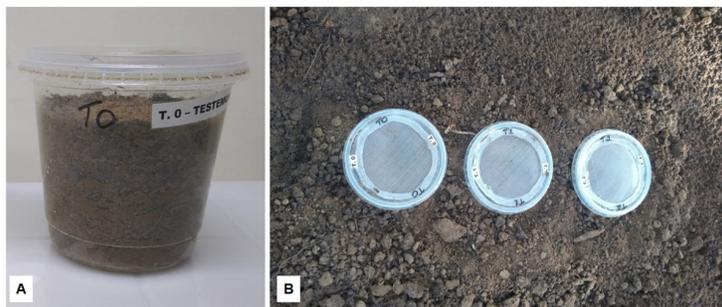


Figura 6. A) Recipiente de plástico contendo solo peneirado; B) Recipientes enterrados sob a copa da planta após a retirada do excesso de folhas e frutos.

Fotos: Adriana Bariani

Recomenda-se também que seja instalada uma pequena cobertura sobre os recipientes enterrados, evitando a entrada de água da chuva ou a queda de frutos sobre os recipientes. Para isso, deve-se fixar quatro estacas de madeira nas laterais do conjunto de recipientes e colocar sobre elas um pedaço de telha de fibrocimento com tamanho aproximado de 30 cm x 60 cm (Figura 7A). A telha deve ficar a uma altura de cerca de 20 cm a 30 cm dos recipientes enterrados, para que haja circulação de ar e não aumente a temperatura dentro dos mesmos.



Figura 7. A) Telha de fibrocimento apoiada sobre estacas de madeira para proteção dos recipientes de plástico; B) Visão geral da disposição dos recipientes enterrados sob a copa das plantas.

Fotos: Taline de Lima Silva

Deve-se identificar a telha e os recipientes de plástico enterrados com o número da repetição correspondente para facilitar a identificação no momento da avaliação do experimento. Para a identificação dos recipientes, pode-se colar com fita adesiva uma etiqueta de papel ou escrever com marcador permanente o número do tratamento e repetição na lateral e na tampa dos recipientes de plástico. Para

identificação das telhas pode-se usar tinta em spray para identificar o número da repetição que a planta representa (Figura 7B).

2.5 Aplicação das suspensões fúngicas e transferência das larvas para os recipientes de plástico

Deve-se borrifar as suspensões correspondentes a cada tratamento nos recipientes identificados (Figura 8A), sempre agitando os borrifadores com as suspensões, deixando a suspensão sempre homogênea e evitando que haja depósito de esporos no fundo do borrifador. Deve-se borrifar aproximadamente 10 mL de suspensão em cada repetição. Para que isso ocorra, deve ser calculado, anteriormente, o número de borrifadas necessárias para que se atinja o volume desejado.

Após esse processo, deve-se pegar os recipientes de plástico menores onde estão as larvas já contadas para cada repetição (item 2.2) e transferi-las para os recipientes enterrados com solo (Figura 8B e 8C). Os recipientes enterrados no solo devem ser fechados imediatamente após a colocação das larvas, para evitar a sua fuga e a entrada de outros insetos.



Figura 8. A) Suspensões sendo borrifadas nos recipientes correspondentes; B) Larvas de *B. carambolae* sendo transferidas para o recipiente enterrado no solo; C) Larvas de *B. carambolae* depositadas no solo dentro do recipiente.

Fotos: Adriana Bariani

2.6 Avaliação do experimento

Após a instalação do experimento, os recipientes enterrados devem ser vistoriados diariamente até o 15º dia após a emergência do primeiro inseto adulto. A cada dois dias os recipientes devem ser umedecidos, borrifando cerca de 30 mL de água em cada repetição (Figura 9A).

Para captura dos adultos emergidos, deve-se utilizar uma manga de tecido voil com elásticos nas extremidades. Deve-se prender uma das extremidades da manga no recipiente de plástico enterrado no solo, abrir e remover a tampa

e capturar os adultos daquela repetição com o auxílio de um tubo tipo Falcon devidamente identificado com o número do tratamento e da repetição (Figura 9B). Recomenda-se o uso desses tubos porque eles possuem tampa de rosca, evitando a fuga dos adultos. Os dados de número de adultos emergidos por repetição de cada tratamento, por dia, devem ser registrados em planilhas.



Figura 9. A) Solo sendo umedecido com 30 mL de água; B) Captura de adultos de *B. carambolae* emergidos.

Fotos: Erick Silva dos Santos

Os adultos capturados devem ser transportados para o laboratório, onde serão transferidos para gaiolas individuais contendo água destilada e dieta específica (Figura 10A). Os insetos deverão permanecer em sala com temperatura de $26 \pm 2^\circ\text{C}$ (Figura 10B) e deverão ser vistoriados diariamente, por um período de 30 dias.



Figura 10. A) Gaiola individual para adultos de moscas-das-frutas contendo água (esponja tipo tecido vegetal embebida em água) e dieta específica (sobre algodão em tampa de plástico); B) Gaiolas dispostas em sala climatizada para observação dos adultos.

Fotos: Taline de Lima Silva

A mortalidade dos adultos deverá ser avaliada por um período de 30 dias. Adultos mortos devem passar pelo processo de assepsia com álcool a 70%, hipoclorito de sódio a 0,1% e Água Destilada Esterilizada (Figura 11A) e devem ser colocados em câmara úmida para verificar a exteriorização de sinais do fungo entomopatogênico (Figura 11B e 11C).

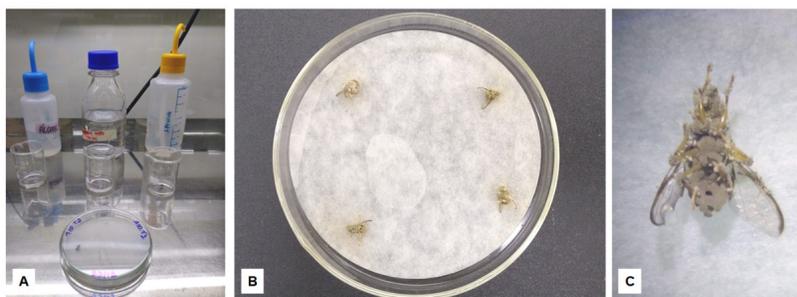


Figura 11. A) Assepsia dos adultos mortos (álcool a 70%, hipoclorito de sódio a 0,1% e Água Destilada Esterilizada); B) Câmara úmida com adultos de *B. carambolae* exteriorizando sinais de fungo entomopatogênico; C) Detalhe de adulto de *B. carambolae* exteriorizando sinais de fungo entomopatogênico.

Fotos: Taline de Lima Silva

Os dados de número de adultos mortos, por dia, em laboratório e o número de adultos mortos com sinais de infecção por fungo entomopatogênico, após a câmara úmida, devem ser registrados em planilhas.

2.7 Análise dos dados

Os dados de mortalidade de imaturos (larvas e pupas) no solo e de adultos emergidos devem ser submetidos à Análise de Variância e as medias comparadas pelo Teste de Tukey a 5% probabilidade. Para isso, é necessário que os dados sigam uma distribuição normal.

3 | CONSIDERAÇÕES FINAIS

A técnica descrita neste trabalho mostrou-se efetiva para avaliar a mortalidade de imaturos e adultos de *B. carambolae* por fungo entomopatogênico em condições de campo. Futuramente essa estratégia poderá ser utilizada para o controle de diferentes espécies de moscas-das-frutas em condições de campo, desde que os bioinseticidas à base de fungos entomopatogênicos sejam devidamente registrados para essa finalidade no Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA).

REFERÊNCIAS

ALFENAS, A. C.; ZAUZA, E. A. V.; MAFIA, R. G. Produção, determinação e calibração da concentração de inóculo em suspensão. p.103-116, 2007. In: ALFENAS, A. C.; MAFIA, R. G. **Métodos em Fitopatologia**. Viçosa: Ed UFV, 382 p., 2007.

ALVES, R. T.; FARIA, M. **Pequeno manual sobre fungos entomopatogênicos**. Planaltina: Embrapa Cerrados (Documentos, 286). 2010, 50 p.

ALVES, S. B. Fungos entomopatogênicos. In: ALVES, S. B. **Controle Microbiano de insetos**. 2ª edição. Piracicaba: FEALQ, p. 289-382, 1998.

ANUÁRIO BRASILEIRO DE FRUTICULTURA 2015. Santa Cruz do Sul: Editora Gazeta, 104 p., 2015.

BARIANI, A.; JESUS-BARROS, C. R.; CARVALHO, J. P.; JÚNIOR, L. O. M.; NASCIMENTO, P. R.; CRUZ, K. R.; FACUNDES, V. S. **Técnicas para criação da mosca-da-carambola (*Bactrocera carambolae* Drew & Hancock) em laboratório para pesquisa científica**. Macapá: Embrapa Amapá (Documentos, 97). 2016, 31 p.

BARIANI, A.; JESUS-BARROS, C. R.; LIMA, A. L.; PARANHOS, B. A. J.; ADAIME, R.; PEREIRA, J. C.; CARDOSO, E. K. A.; ALMEIDA, R. P. **Estabelecimento de colônia do parasitoide *Fopius arisanus* Sonan (Hymenoptera: Braconidae) sobre a mosca-da-carambola em condições de laboratório**. Macapá: Embrapa Amapá (Documentos, 102). 2019, 22 p.

BRASIL, 2018. **Instrução Normativa nº 38, de 1 de outubro de 2018**. Brasília: Diário Oficial [da] União, 2 out. 2018, Seção 1, 2018. p. 14.

BRITO, B. D.; LIMA, A. L.; CRUZ, K. R.; BARIANI, A.; JESUS-BARROS, C. R.; PEREIRA, J. F.; ADAIME, R. Amazonian isolates of *Metarhizium* are effective for killing *Bactrocera carambolae* (Diptera: Tephritidae). **Acta biológica Colombiana**, v.24, n.1, p. 118-124, 2019.

BROWN, T. M.; PAYNE, G. T. Experimental selection for insecticide resistance. **Journal Economic Entomology**. v. 81, p. 49-56, 1988.

DESTEFANO, R. H. R.; BECHARA, I. J.; MESSIAS, C. L.; PIEDRABUENA, A. E. **Effectiveness of *Metarhizium anisopliae* against immature stages of *Anastrepha fraterculus* fruit fly (Diptera: Tephritidae)**. **Brazilian Journal of Microbiology**, v. 36, n.1, p. 94-99, 2005.

EKESI, S.; MANIANIA, N. K.; LUX, S. A. Effect of soil temperature and moisture on survival and infectivity of *Metarhizium anisopliae* to four tephritid fruit fly puparia. **Journal of Invertebrate Pathology**, v. 83, p. 157-167, 2003.

EKESI, S.; MANIANIA, N. K.; MOHAMED, S. A.; LUX, S. A. Effect of soil application of different formulations of *Metarhizium anisopliae* on African tephritid fruit flies and their associated endoparasitoids. **Biological Control**, v. 35, p. 83-91, 2005.

FAVACHO, S. C. **Aspectos biológicos do parasitoide *Fopius arisanus* (Sonan) (Hymenoptera: Braconidae) em *Bactrocera carambolae* Drew & Hancock (Diptera: Tephritidae)**. 2019. 41 p. Dissertação (Mestrado em Biodiversidade Tropical) – Universidade Federal do Amapá, 2019.

FILHO, P. F.; ORMOND, J. G. P.; PAULA, S. R. L. Fruticultura brasileira: a busca de um modelo exportador. **BNDES Setorial**, Rio de Janeiro, n. 9, p. 191-226, 1999.

GODOY, M. J. S.; PACHECO, W. S. P.; MALAVASI, A. Moscas-das-frutas quarentenárias para o Brasil. In: SILVA, R. A.; LEMOS, W. P.; ZUCCHI, R. A. **Moscas-das-frutas na Amazônia brasileira: diversidade, hospedeiros, e inimigos naturais**. Macapá: Embrapa Amapá, p. 111-132, 2011a.

GODOY, M. J. S.; PACHECO, W. S. P.; PORTAL, R. R.; FILHO, J. M. P.; MORAES, L. M. M. Programa nacional de erradicação da mosca-da-carambola. In: SILVA, R. A.; LEMOS, W. P.; ZUCCHI, R. A. **Moscas-das-frutas na Amazônia brasileira: diversidade, hospedeiros, e inimigos naturais**. Macapá: Embrapa Amapá, p. 133-158, 2011b.

MALAVASI, A. Mosca-da-carambola, *Bactrocera carambolae* Drew & Hancock. In: VILELA, E. F.; ZUCCHI, R. A. (Eds.). **Pragas introduzidas no Brasil: insetos e ácaros**. Piracicaba: FEALQ, p. 173-184, 2015.

MAR, T. T.; SUWANNARACH, N.; LUMYONG, S. Isolation of entomopathogenic fungi from Northern Thailand and their production in cereal grains. **World Journal of Microbiology and Biotechnology**, v. 28, p. 3281-3291, 2012.

NASCIMENTO, A. S.; CARVALHO, R. S. Manejo integrado de moscas-das-frutas. In: MALAVASI, A.; ZUCCHI, R. A. (Ed.). **Moscas-das-frutas de importância econômica no Brasil: conhecimento básico e aplicado**. Ribeirão Preto: Holos, p. 169-173, 2000.

NUNES, A. M.; COSTA, K. Z.; FAGGIONI, K. M.; COSTA, M. L. Z.; GONÇALVES, R. S.; WALDER, J. M. M.; GARCIA, M. S.; NAVA, D. E. Dietas artificiais para criação de larvas e adultos da mosca-das-frutas sul-americana. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 48, n.10, p.1309-1314, 2013.

OLIVEIRA, F. Q.; BATISTA, J. L.; MALAQUIAS, J. B.; ALMEIDA, D. M.; OLIVEIRA, R. Determination of the median lethal concentration (LC50) of mycoinsecticides for the control of *Ceratitis capitata* (Diptera: Tephritidae). **Revista Colombiana de Entomologia**, v. 36, n. 2, p. 213-216, 2010.

PARANHOS, B. J.; NAVA, D. E.; MALAVASI, A. Biological control of fruit flies in Brazil. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 54, 2019.

SILVA, R. A.; DEUS, E. G.; RAGA, A.; PEREIRA, J. D. B.; SOUZA-FILHO, M. F.; NETO, S. V. C. Monitoramento de moscas-das-frutas na Amazônia: amostragem de frutos e uso de armadilhas. In: SILVA, R. A.; LEMOS, W. P.; ZUCCHI, R. A. **Moscas-das-frutas na Amazônia brasileira: diversidade, hospedeiros, e inimigos naturais**. Macapá: Embrapa Amapá, p. 33-49, 2011.

SILVA, R. A.; JORDÃO, A. L.; SÁ, L. A. N.; OLIVEIRA, M. R. V. **Mosca-da-carambola: uma ameaça à fruticultura brasileira**. Macapá: Embrapa Amapá (Circular Técnica, 31). 2004, 15 p.

SILVA, T. L. **Controle biológico de imaturos de *Bactrocera carambolae* (Diptera: Tephritidae) por *Metarhizium* spp. no estado do Amapá**. 2015. 38 p. Dissertação (Mestrado em Desenvolvimento Regional) – Universidade Federal do Amapá, 2015.

SILVA, T. L.; LIMA, A. L.; SOUSA, M. S. M.; JESUS BARROS, C. R.; BARIANI, A.; PEREIRA, J. F.; ADAIME, R. Potential of Amazonian isolates of *Metarhizium* to control immatures of *Bactrocera carambolae* (Diptera: Tephritidae). **Florida Entomologist**, v. 99, n. 4, p. 788-789, 2016.

TERÁN, H. R. Comportamiento alimentario y su correlación a la reproducción en hembras de *Ceratitis capitata* (Wied.) (Diptera, Trypetidae). **Revista Agronómica del Noroeste Argentino**. 1977.

ZAUZA, E. A. V.; ALFENAS, A. C.; MAFIA, R. G. Esterilização, preparo de meios de cultura e fatores associados ao cultivo de fitopatógenos. p. 23-52, 2007. In: ALFENAS, A. C.; MAFIA, R. G. **Métodos em Fitopatologia**. Viçosa: Ed. UFV, 382 p., 2007.