



PROGRAMA DE SANIDADE EM AGRICULTURA FAMILIAR

MANEJO E MÉTODOS DE CONTROLE DE PRAGAS EM FOLHOSAS E BRÁSSICAS

MÁRIO EIDI SATO

PESQUISADOR CIENTÍFICO - INSTITUTO BIOLÓGICO



Secretaria de Agricultura
e Abastecimento



PROGRAMA DE SANIDADE EM AGRICULTURA FAMILIAR

MANEJO E MÉTODOS DE CONTROLE DE PRAGAS EM FOLHOSAS E BRÁSSICAS

MÁRIO EIDI SATO

PESQUISADOR CIENTÍFICO - INSTITUTO BIOLÓGICO

COORDENAÇÃO:

HARUMI HOJO

PESQUISADORA CIENTÍFICA - INSTITUTO BIOLÓGICO



Programa de Sanidade em Agricultura Familiar – PROSAF

O agricultor familiar é pequeno na sua extensão, mas é intenso do ponto de vista da atividade e deve ser campeão de produtividade. Deve estar à par das inovações que surgem e é este o nosso compromisso: uma agricultura familiar que seja cada vez mais eficiente, que busque permanentemente a inovação, que tenha excelência no trato com novos cultivares, que tenha ineditismo nos novos equipamentos, que tenha ousadia nos métodos de produção e que seja também solidária do ponto de vista da sua organização para poder oferecer ao consumidor produtos de melhor qualidade, com menor custo e de uma forma mais ágil. É com este conceito que o Governo de São Paulo trata a agricultura familiar.

O pequeno agricultor busca aumentar a produtividade para gerar lucro, mas não abre mão da preservação do Meio Ambiente. No mercado interno brasileiro, a Agricultura Familiar é responsável por 70% dos alimentos consumidos no país, e toda sua cadeia produtiva contribui com cerca de 10% do Produto Interno Bruto (PIB).

Com o objetivo de contribuir na capacitação desses produtores, a Secretaria de Agricultura e Abastecimento do Estado de São Paulo, por meio do Instituto Biológico/Apta, criou o Programa de Sanidade em Agricultura Familiar (Prosaf), já tendo treinado aproximadamente 2000 produtores e técnicos em 35 municípios paulistas. As palestras abordam diversos temas relacionados aos principais problemas sanitários - pragas e doenças - nas áreas animal e vegetal, e têm como objetivo principal promover a sanidade e a sustentabilidade da agricultura familiar paulista. O programa é executado em parceria com a Apta Regional e a Coordenadoria de Assistência Técnica Integral, órgãos da Secretaria de Agricultura e Abastecimento, além de associações de produtores locais e das prefeituras..

Deputado Arnaldo Jardim
Secretário Estadual de Agricultura e
Abastecimento de São Paulo

MANEJO E MÉTODOS DE CONTROLE DE PRAGAS

EM FOLHOSAS E BRÁSSICAS

Mário Eidi Sato
Instituto Biológico

O cultivo de folhosas e brássicas apresenta grande importância socioeconômica no Brasil. Essas culturas são atacadas por muitos artrópodes-praga que podem causar danos consideráveis às plantas.

1. Lagartas (Lepidoptera)

Algumas lagartas que se alimentam de folhas podem afetar severamente essas culturas. O curuquerê-da-couve, *Ascia monuste orseis* (Latreille), é uma das pragas-chave da couve em regiões de temperatura elevada, podendo ocasionar prejuízos de até 100% na produção. Com relação aos aspectos biológicos, a duração da fase de ovo é de aproximadamente 3 dias; a de larva, 12 dias e de pupa, 8 dias. A longevidade do adulto é até 49 dias; sendo que cada fêmea pode gerar até 58 novas fêmeas em uma geração (32 dias).

Outro inseto de grande importância na redução da produção de brássicas (Brassicaceae) em plantios comerciais, nas diferentes regiões de cultivo do mundo, é a traça-das-crucíferas, *Plutella xylostella* (L.) (Lepidoptera: Plutellidae). No Brasil, a presença desta praga tem sido constatada durante todo o ano, causando sérios danos às brássicas, depreciando o produto, interferindo no crescimento da planta e até mesmo provocando sua morte ou perda total.

Plutella xylostella um inseto de ciclo curto, com duração de apenas 12 dias, em condições mais quentes, e em dias frios, esse período varia de 15 a 20 dias. O número de gerações varia de cinco a 10 por ano, dependendo das condições climáticas e disponibilidade de alimento. A oviposição ocorre na face inferior das folhas. As lagartas recém-eclodidas “minam” as folhas por dois ou três dias. Em seguida, abandonam as “minas” e passam a alimentar-se da epiderme, perfurando as folhas e inutilizando-as para a comercialização. Quando completam o desenvolvimento larval, empupam no interior de um casulo de seda, na face inferior das folhas. Um dos sérios problemas associados ao seu controle é o rápido desenvolvimento de resistência aos inseticidas químicos.

2. Insetos sugadores (Hemiptera)

Os insetos sugadores tais como pulgões (ex.: *Brevicoryne brassicae*, *Myzus persicae*, *Lipaphis erysimi*), moscas-brancas (*Bemisia tabaci*, biótipo B), cochonilhas, percevejos, tripses (ex.: *Frankliniella occidentalis*) e cigarrinhas, estão entre as pragas mais importantes dessas culturas. São insetos pequenos, possuem formato e cores variadas, podem ter asas ou não e vivem em grandes populações na face inferior das folhas, em brotações e nas flores. Sugam a seiva das plantas, tornando-as menos vigorosas e produtivas. Os pulgões, as moscas-brancas e as cochonilhas também secretam um líquido açucarado que favorece a formação de uma película escura sobre as folhas, conhecida popularmente como fumagina.

2.1. Pulgões

O pulgão-da-couve, *Brevicoryne brassicae* (L.), originário da Europa, encontra-se amplamente distribuído nas regiões temperadas e subtropicais do mundo. No Brasil é considerada praga-chave da cultura da couve. A fêmea alada desse pulgão apresenta comprimento médio do corpo de 1,6 a 2,2 mm, com cabeça e tórax escuros e abdome verde-amarelado com várias faixas transversais, irregulares, estreitas e de coloração enegrecida. A fêmea áptera possui cabeça escura, tórax e abdome verde acinzentado ou verde opaco, com manchas escuras na parte dorsal, corpo recoberto por cera branca-acinzentada e comprimento de 1,8 a 2,1 mm.

O pulgão *Myzus persicae* apresenta cerca de 2,0 mm de comprimento, sendo a forma áptera de coloração verde clara e a alada, com cabeça, antenas e tórax pretos.



Figura 1. Formas ápteras do pulgão *Lipaphis erysimi* (Foto: M.E. Sato)

Os indivíduos ápteros do pulgão *Lipaphis erysimi* medem 1,4 a 2,4 mm e possuem coloração verde oliva. As formas aladas apresentam comprimento entre 1,4 a 2,2 mm e possuem abdome verde escuro e venação das asas escurecida. Além disso, possuem cabeça, tórax e antenas de coloração escurecida.

As maiores populações de *M. persicae*, *B. brassicae* e *L. erysimi* ocorrem na cultura da couve de julho a setembro (Jaboticabal, SP), com os pulgões apresentando baixa atividade durante o verão e outono. *M. persicae* é a espécie mais abundante nas folhas medianas, *L. erysimi* é mais abundante nas folhas basais e *B. brassicae* é predominante nas folhas apicais.

A umidade relativa do ar é o principal fator meteorológico a atuar sobre alados e ápteros dos pulgões *M. persicae*, *B. brassicae* e *L. erysimi*, com a densidade populacional desses insetos diminuindo com o aumento da umidade. As maiores infestações ocorrem nos períodos mais secos do ano.

2.1.1. Inimigos naturais de pulgões

Os predadores de maior ocorrência e com maior potencial para controlar as populações de pulgões em couve são: *Cycloneda sanguinea* (Coleoptera: Coccinellidae), *Lebia concinna* (Coleoptera: Carabidae), sirfídeos (Diptera: Syrphidae) e aranhas. Os sirfídeos afidófagos (Fig. 2) são vorazes e frequentemente ocorrem em grande abundância junto às colônias de pulgões, sendo que, suas larvas podem consumir milhares dessas presas em um período de uma a duas semanas.

Os parasitoides [ex.: *Diaeretiella rapae* (Hymenoptera: Braconidae)] também são considerados importantes inimigos naturais de pulgões. Pulgões mortos por parasitoides, na forma de múmia (Fig. 3) são comumente observados em cultivos de brásicas.



Figura 2. Ataque de larva de moscas da família Syrphidae a pulgões (*Lipaphis erysimi*) em couve (Foto: M.E. Sato)



Figura 3. Múmia: pulgão parasitado por *Aphidius* sp. (Foto: J.M. Mineiro)

2.2. Moscas brancas

Os adultos de moscas-brancas apresentam coloração amarelo clara e asas brancas. Medem de 1 a 2 mm, sendo a fêmea maior que o macho. Quando em repouso, as asas são mantidas levemente separadas, com os lados paralelos, deixando o abdômen visível (Fig. 4A). Os adultos são muito ágeis e voam quando perturbados. Auxiliados pelo vento, podem voar a longas distâncias. O ovo apresenta coloração amarela e formato de pera, medindo de 0,2 a 0,3 mm (Fig. 4B). São depositados pelas fêmeas, na parte inferior da folha, onde formam colônias. O ciclo de ovo a adulto é de aproximadamente 20 dias, a 28 °C, com alguma variação de acordo com a planta hospedeira (repolho: 20,5 dias; feijão: 21,9 dias; tomate: 22,4 dias).

O maior problema causado por esta praga é a transmissão de viroses, que ocorre quando o inseto suga a planta. As geminivirose podem retardar o desenvolvimento das plantas, reduzindo significativamente a produção. Quanto mais cedo ocorrer a infecção, maiores serão as perdas.

Como dano direto, pode-se mencionar o amadurecimento irregular dos frutos, que dificulta o reconhecimento do ponto de colheita e torna a parte interna dos frutos esbranquiçada, com aspecto esponjoso ou isoporizado. Esse dano é causado pelo adulto da mosca-branca, que injeta toxinas na planta de tomate ao se alimentar.

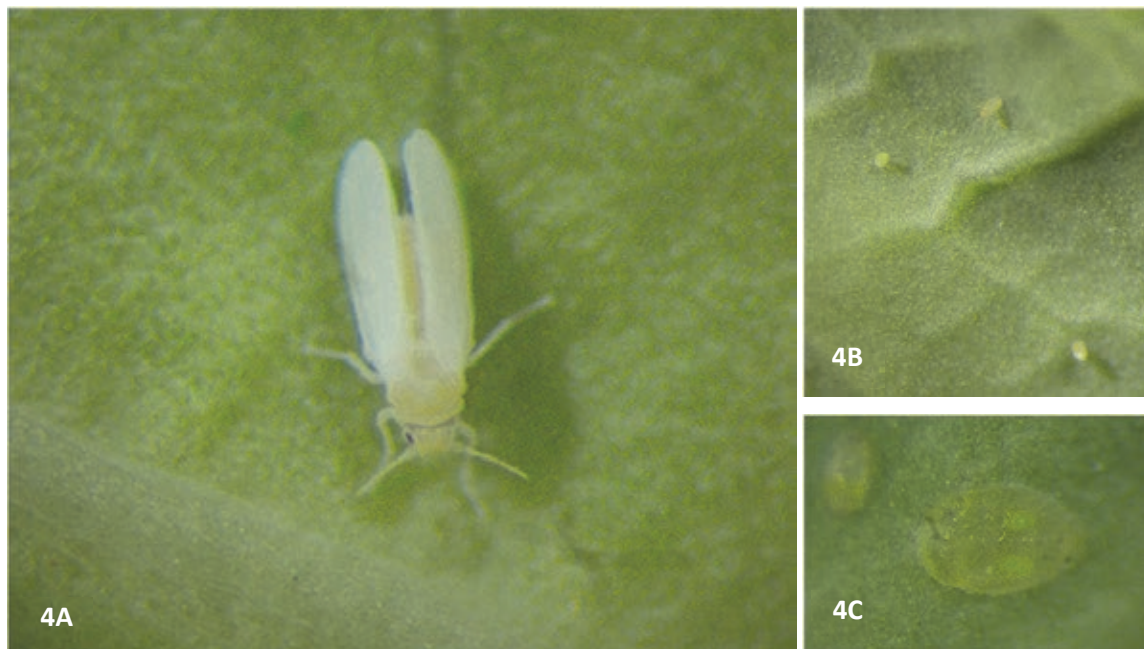


Figura 4. Mosca-branca (*Bemisia tabaci*): 4A (adulto), 4B (ovos); 4C (ninfas) (Fotos: M.E. Sato)

2.2.1. Inimigos naturais de moscas-brancas

Entre os principais inimigos naturais de moscas-brancas (*B. tabaci*), podem ser citadas algumas espécies joaninhas (Coleoptera: Coccinellidae), tais como, *Cycloneda* sp., *Delphastus davidsoni* Gordon, *Eriopis connexa* (Germar), *Hippodamia convergens* Guérin-Ménéville, *Nephaspis gemini* Gordon; alguns sirfídeos (Diptera: Syrphidae) como *Allograpta exotica* (Wiedemann), *Ocyptamus mentor* (Curran), *Toxomerus lacrimosus* (Bigot); e alguns crisopídeos (Neuroptera: Chrysopidae) (Fig. 5), como *Ceraeochrysa cincta* (Schneider), *Chrysoperla defreitasi* Brooks, *C. externa* (Hagen).

No caso de parasitoides (Hymenoptera: Aphelinidae), foram registrados atacando *B. tabaci*, as espécies: *Encarsia aleurothrix* Evans & Polaszek, *E. formosa* Gahan, *E. hispida* De Santis, *E. inaron* (Walker), *E. lutea* (Masi), *E. luteola* Howard, *E. nigricephala* Dozier.



Figura 5. Larva de bicho lixeiro (Neuroptera: Chrysopidae) (Fotos: R.C.M. Chagas)

Algumas espécies de ácaros predadores, principalmente os generalistas como os dos gêneros *Neoseiulus*, *Typhlodromus* e *Amblyseius*, apresentam potencial para o controle de insetos como moscas-brancas e tripses. As espécies *Amblydromalus limonicus* (Garman & McGregor) (Fig. 6A), *Amblyseius swirskii* (Athias-Henriot) e *Amblyseius tamatavensis* Blommers (Fig. 6B) são relatados como predadores promissores para o controle biológico de moscas-brancas. No caso de *A. swirskii*, cada fêmea adulta do ácaro-predador pode consumir mais de 13 ovos de moscas-brancas por dia.

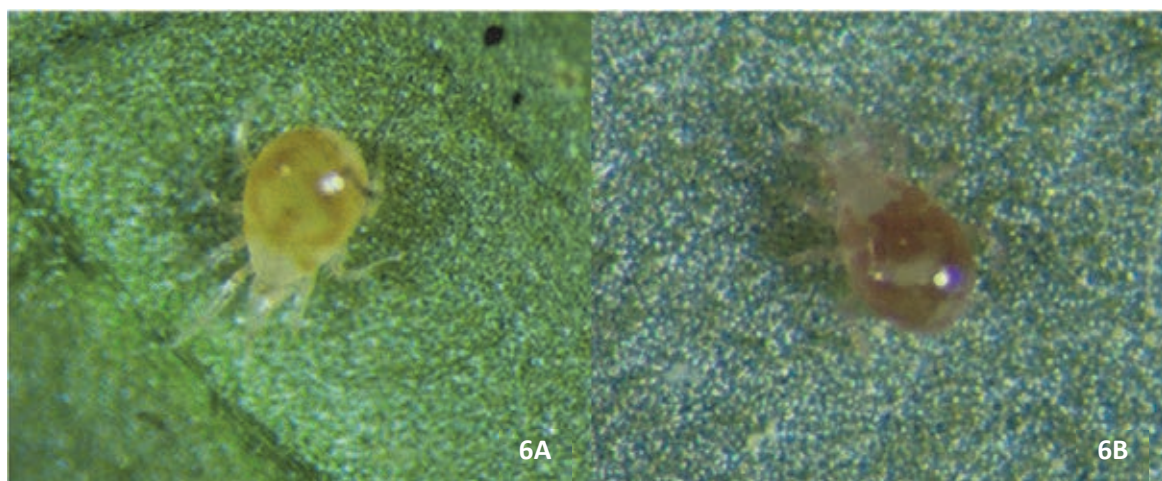


Figura 6. Ácaros predadores: *Amblydromalus limonicus* (6A) e *Amblyseius tamatavensis* (6B) (Acari: Phytoseiidae) (Fotos: M.E. Sato; M.R. Ennes)

2.3. Tripes (Thysanoptera: Thripidae)

Algumas espécies de tripes, como *Frankliniella schultzei* (Trybom) (Fig. 7), *Frankliniella occidentalis* (Pergande) e *Thrips tabaci* (Lindeman) podem causar grandes prejuízos em algumas folhosas como alface. O adulto de *F. schultzei* apresenta corpo alongado, com asas franjadas e translúcidas. As fêmeas medem 1,4 mm de comprimento e os machos 1,0 a 1,2 mm. A sua coloração marrom-escura.

Os tripes passam pelas de ovo, que é depositado no interior do tecido da planta, com duração de 2 a 4 dias. Em seguida, passam pelas fases de ninfa 1 (1 a 2 dias) e ninfa 2 (2 a 4 dias), que se alimentam sobre as plantas. Passam as fases de pré-pupa (1 a 2 dias) e pupa (1 a 3 dias) no solo, antes de se transformar em adulto. O adulto vive normalmente de 30 a 35 dias e cada fêmea oviposita de 150 a 300 ovos durante sua vida.

O principal problema associado a esses insetos e a transmissão de viroses (tosspovirus). Os tospovirus são disseminados por tripes de maneira circulativa-propagativa. Nove espécies de tripes já foram identificadas transmitindo naturalmente os tospovirus. O vírus é adquirido pelo vetor no segundo estágio larval, ao se alimentar em uma planta infectada por um período mínimo de aproximadamente 15 minutos. O inseto, ao atingir o estágio adulto, transmite o vírus para uma planta sadia durante a alimentação. Após 4 a 10 dias da aquisição, o tripes torna-se apto a transmitir o vírus. O vírus é mantido pelo vetor durante todo o seu ciclo de vida, entretanto, não é transmitido para os descendentes.



Figura 7. Aduto do tripes *Frankliniella schultzei* (Foto: M.E. Sato)

2.3.1. Inimigos naturais de tripes

O percevejo *Orius insidiosus* (Say) (Heteroptera, Anthocoridae) é considerado um dos predadores mais promissores de tripes. As ninfas de *Orius*, em geral, são amareladas e possuem olhos vermelhos em todos os estádios de desenvolvimento. O adulto deste inseto de formato oval apresenta coloração preta com manchas brancas nas asas. Seu tamanho é de aproximadamente 2 mm. A longevidade do adulto varia de 14 a 17 dias. Durante a vida, cada percevejo pode consumir mais de 200 tripes. *O. insidiosus* também se alimenta de uma grande variedade de presas, incluindo ácaros fitófagos, pequenas lagartas e pulgões.

Ácaros predadores da família Phytoseiidae, como *A. swirskii* e *A. limonicus* (Fig. 6A) podem ser efetivos para o combate de tripes em hortaliças. Outra família de ácaros predadores com grande potencial de uso para o controle biológico de tripes é Laelapidae, que engloba algumas espécies como *Stratiolaelaps scimitus* (Womersley) e *Cosmolaelaps* sp., que se alimentam das fases de pré-pupa e pupa de tripes que vivem no solo. Cada fêmea adulta de *S. scimitus* pode consumir 2,5 pupas de tripes (*F. occidentalis*) por dia.

3. Estratégia de manejo de pragas em folhosas e brássicas

São apresentadas, a seguir, algumas estratégias de controle de artrópodes-pragas, com ênfase em insetos sugadores.

- Utilização de mudas sadias. Essa estratégia é fundamental para a redução dos problemas com pragas e doenças.

- Implantação de barreiras vivas permanentes (quebra-vento ou faixa de vegetação). No caso de tripes, os insetos adultos infectados por vírus imigram das áreas externas, e passam a transmitir as viroses nas plantas cultivadas.

- Realizar o isolamento das parcelas da mesma hortaliça, mantendo-as sempre entre faixas de cultivo de outras espécies vegetais ou circundadas por barreiras vivas. As plantas a serem utilizadas para a formação das barreiras não devem ser hospedeiras de pragas (ex.: tripes, pulgões) e doenças (ex.: viroses).

- Remoção e destruição (queima) de plantas infestadas, para evitar disseminação das pragas (e dos vírus) para plantas novas.

- Evitar o caminhamento dos locais mais infestados para locais com plantas sadias (ex.: tripes podem ser transportados na roupa das pessoas).

- Manejar adequadamente a irrigação das hortaliças, evitar o estresse hídrico.

- Destruir os restos culturais imediatamente após o término da fase de colheita, não abandonando os cultivos ao final do ciclo.

- Uso de armadilhas adesivas: instalação de placas ou garrafas plásticas pintadas de amarelo para atração de pulgões e moscas-brancas, ou de azul, para a coleta de tripes. As armadilhas atrativas devem ser revestidas com cola adesiva para retenção dos insetos. No caso de tripes, colocar armadilhas adesivas principalmente ao redor do cultivo, para saber o período de entrada e a origem dos tripes.

- Realizar a aplicação de inseticidas, de preferência seletivos aos inimigos naturais, somente quando houver infestação da praga. A rotação de princípios ativos (por modo

de ação) é fundamental para evitar ou retardar a evolução da resistência de pragas a inseticidas.

- Uso de plantas repelentes e/ou favoráveis à multiplicação de inimigos naturais: cultivo em volta da horta ou dentro dos canteiros, de plantas como tagetes ou cravo-de-defunto (*Tagetes* sp.), coentro (*Coriandrum sativum*), hortelã (*Mentha* spp.), calêndula (*Calendula officinalis*), mastruz (*Chenopodium ambrosioides*), artemísia (*Artemisia* sp.) e arruda (*Ruta graveolens*). Essas plantas liberam substâncias voláteis que repelem os insetos sugadores adultos, mantendo-os afastados das hortaliças. Algumas plantas como *Tagetes erecta* também auxiliam no estabelecimento e multiplicação de inimigos naturais de tripes e pulgões. Essa espécie de tagetes é favorável ao aumento populacional de *Orius* sp., em condições de campo. *T. erecta* também pode contribuir para a redução da infestação de nematoides (ex.: *Meloidogyne* sp.) na área de cultivo.

- Uso de inseticidas alternativos: pulverização de água e detergente (1%); extrato de pimenta, alho e sabão neutro; uso de óleo vegetal de soja ou algodão misturado em água e sabão ou detergente neutro, para o controle de insetos sugadores (ex.: pulgões, tripes). Calda de farinha de trigo e água, quando pulverizada sobre as plantas, pode matar os insetos por asfixia.

- Liberação de ácaros predadores na parte aérea (ex.: *A. tamatavensis*, *A. limonicus*) pode ser efetivo para o controle biológico de moscas-brancas e tripes.

- Liberação de ácaros predadores no solo (ex.: *Stratiolaelaps scimitus*) pode ser útil para a redução populacional de tripes no campo.

- Uso de bactérias (*Bacillus thuringiensis*) pode ser efetivo para o controle de lagartas pequenas. Fungos entomopatogênicos (ex.: *Beauveria* sp., *Metarhizium anisopliae*) e parasitoides (*Trichogramma* spp.) também podem ser utilizados para o controle de lagartas e diversas outras espécies de pragas.

BIBLIOGRAFIA CONSULTADA

AUAD, A.M. Aspectos biológicos dos estágios imaturos de *Pseudodorus clavatus* (Fabricius) (Diptera: Syrphidae) alimentados com *Schizaphis graminum* (Rondani) (Hemiptera: Aphididae) em diferentes temperaturas. **Neotropical Entomology**, v.32, n.3, p.475-480, 2003.

BARROS, R.; ALBERT JÚNIOR, I.B.; OLIVEIRA, A.J.; SOUZA, A.C.F.; LOGES, V. Controle químico da traça das crucíferas, *Plutella xylostella* (Lepidoptera: Plutellidae) em repolho. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, Londrina, v.22, n.3, p.463-469, 1993.

BLACKMAN, R.L.; EASTOP, V.F. **Aphids on the world's crops: an identification guide**. Chichester: John Wiley & Sons, 1984. p. 247-248.

CARVALHO, J.S. *Plutella xylostella* (Linnaeus, 1758) (Lepidoptera: Plutellidae): efeito da sinigrina aplicada em folhas de couve e brócolis. Dissertação (Mestrado em Entomologia Agrícola), FCAV Unesp, Jaboticabal, 2008.

CASTELO BRANCO, M.; GATEHOUSE, A. Survey of insecticide susceptibility in *Plutella xylostella* (L) (Lepidoptera: Yponomeutidae) in the Federal District, Brazil. **Neotropical Entomology**, v.30, n.2, p.327-332, 2001.

CASTELO BRANCO, M.; GUIMARÃES, A.L. Controle da traça das crucíferas em repolho. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v.10, n.1, p.24-25, 1990.

CASTELO BRANCO, M.; VILLAS BÔAS, G.L. Traça-das-crucíferas *Plutella xylostella*, Artrópodes de importância econômica. Comunicado Técnico da Embrapa Hortaliças, Brasília, DF, n.4, p.1-3, 1997.

CAVALCANTE, A.C.C. Ácaros predadores da família Phytoseiidae (Acari: Mesostigmata) para o controle do biótipo B da mosca-branca *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae) no Brasil. Tese (Doutorado). ESALQ/USP, Piracicaba, 2014. 93p.

DIAS, D.G.S.; SOARES, C.M.S.; MONNERAT, R. Avaliação de larvicidas de origem microbiana no controle da traça-das-crucíferas em couve-flor. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v.22, n.3, p.553-556, 2004.

DICKSON, M.H.; SHELTON, A.M.; EIGENBRODE, S.D.; VAMOSY, M.L.; MORA, M. Selection for resistance to diamondback moth (*Plutella xylostella*) in cabbage. **Hortscience**, v.25, n.12, p.1643-1646, 1990.

ELLIS, P.R.; SINGH, R. A review of the host plants of the cabbage aphid, *Brevicoryne brassicae* (Homoptera, Aphididae). International Organization for Biological and Integrated Control of Noxious Animals and Plants/West Palaearctic Regional Section Bulletin, v.16, p.192-201, 1993.

GALLO, D. O.; NAKANO, S.; SILVEIRA NETO, R. P. L.; CARVALHO G. C.; BATISTA, E.; BERTI FILHO, J. R. P.; PARRA, R. A.; ZUCCHI, S. B.; ALVES J. D.; VENDRAMIM, L. C.; MARCHINI, J.R.; LOPES, S.; OMOTO, C. **Entomologia agrícola**. Piracicaba. FEALQ, 2002. 920 p.

IMENES, S.D.L.; CAMPOS, T.B. de; RODRIGUES NETTO, S.M.; BERGMANN, E.C. Avaliação da atratividade de feromônio sexual sintético da traça das crucíferas, *Plutella xylostella* (L.)

(Lepidoptera: Plutellidae), em cultivo orgânico de repolho. **Arquivos do Instituto Biológico**, São Paulo, v.69, n.1, p.81-84, 2002.

LIMA, M.F. Viroses em hortaliças. **Cultivar: Hortaliças e Frutas**, n.8, junho/julho, 2001.

LOGES, V. Danos causados pela traça das crucíferas *Plutella xylostella* (Linnaeus, 1758) em cultivares de repolho *Brassica oleracea* var. *capitata* (L.) e efeito sobre populações da praga e do parasitoide *Oomyzus sokolowskii* (Kurdjumov, 1912), em condições de campo. Dissertação (Mestrado em Agronomia - Entomologia) - Universidade Federal Rural de Pernambuco, Recife, 1996. 98f.

MAPELI, N.C.; SANTOS, R.H.S.; CASALI, V.W.D.; CREMON, C.; LONGO, L. Tabelas de fertilidade e esperança de vida de *Ascia monuste orseis* Latreille (Lepidoptera: Pieridae) alimentadas com couve-manteiga homeopatizada. **Revista Agrarian**, Dourados, v.3, n.9, p.182-193, 2010.

MARICONI, F.A.M.; ZAMITH, A.P.L.; MENEZES, M. "Pulgão das brássicas" *Brevicoryne brassicae* (L., 1758): estudo descritivo, bionômico e de combate. **Revista de Olericultura**, Campinas, v.3, p.195-201, 1963.

McMURTRY, J.A.; CROFT, B.A. Life-styles of phytoseiid mites and their roles in biological control. **Annual Review of Entomology**, v.42, p.291-321, 1997.

MELO, P.E.; CASTELO BRANCO, M.; MADEIRA, N.R. Avaliação de genótipos de repolho para a resistência à traça das crucíferas. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v.12, n.1, p.19-24, 1994.

MENDES, S.M.; BRASIL, K.G.B.; WAQUIL, M.S.; MARUCCI, R.C.; WAQUIL, J.M. Biologia e comportamento do percevejo predador, *Orius insidiosus* (Say, 1832) (Hemiptera: Anthocoridae) em milho Bt e não Bt. **Bioscience Journal**, Uberlândia, v.28, n.5, p.753-761, 2012.

MENDES, S.M.; BUENO, V.H.P. Biologia de *Orius insidiosus* (Say) (Hemiptera: Anthocoridae) alimentado com *Caliothrips phaseoli* (Hood) (Thysanoptera: Thripidae). **Neotropical Entomology**, v.30, n.3, p.423-428, 2001.

MICHEREFF FILHO, M.; GUIMARÃES, J.A.; LIZ, R.S. de. Recomendações para o Controle de Pragas em Hortas Urbanas. Embrapa, Brasília. Circular Técnica 80. 2009.

MICHEREFF FILHO, M.; RESENDE, F.V.; VIDAL, M.C.; GUIMARÃES, J.A.; MOURA, A.P. de; SILVA, P.S. da; REYES, C.P. Manejo de pragas em hortaliças durante a transição agroecológica. Embrapa, Brasília. Circular Técnica 119. 2013.

MONNERAT, R.G.; LEAL-BERTIOLI, S.C.M.; BERTIOLI, D.J.; BUTT, T.M.; BORDAT, D. Caracterização de populações geograficamente distintas da traça-das-crucíferas por suscetibilidade ao *Bacillus thuringiensis* Berliner e RAPD-PCR. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v.22, n.3, p.607-609, 2004.

OLIVEIRA, M.R.V. de; AMANCIO, E.; LAUMANN, R.A.; GOMES, L.O. Natural enemies of *Bemisia tabaci* (Gennadius) B Biotype and *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood) (Hemiptera: Aleyrodidae) in Brasília, Brazil. **Neotropical Entomology**, v.32, n.1, p.151-154, 2003.

PINENT, S.M.J.; CARVALHO, G.S. Biologia de *Frankliniella schultzei* (Trybom) (Thysanoptera: Thripidae) em tomateiro. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, v.27, n.4, p.519-524, 1998.

PINTO, R.M. Flutuação populacional, análise faunística e aspectos morfológicos de pulgões (Homoptera: Aphididae) que ocorreram na cultura da batata (*Solanum tuberosum* L.) no plantio de inverno no sul do estado de Minas Gerais. Dissertação (Mestrado em Entomologia), Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, 1999. 135 p.

RAIS, D.S. Resistência de *Frankliniella occidentalis* (Pergande) (Thysanoptera: Thripidae) a spinosad e uso de ácaros predadores da família Laelapidae para controle da praga em crisântemo. Dissertação (Mestrado), Instituto Biológico, São Paulo, 2012. 35p.

RAIS, D.S.; SATO, M.E.; SILVA, M.Z. da. Detecção e monitoramento da resistência do trips *Frankliniella occidentalis* ao inseticida espinosade. **Bragantia**, v.72, p.35-40, 2013.

SCHNEIDER, F. Bionomics and physiology of aphidophagous syrphidae. **Annual Review Entomology**, v.14, p.103-124, 1969.

SILVEIRA, L.C.P.; BUENO, V.H.P. *Orius insidiosus* (Say, 1832) (Heteroptera, Anthocoridae): sensibilidade ao fotoperíodo e diapausa reprodutiva? **Revista Brasileira de Entomologia**, v.47, n.4, p.631-635, 2003.

SOUZA, V. de P. Dinâmica populacional de *Myzus persicae* (Sulzer, 1776), *Brevicoryne brassicae* (Linnaeus, 1758) e *Lipaphis erysimi* (Kaltenbach, 1843) (Hemiptera: Aphididae) na região de Jaboticabal, SP. Dissertação (Mestrado em Entomologia Agrícola). Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, UNESP, Jaboticabal, 2004. 64p.

VENDRAMIM, J.D.; MARTINS, J.C. Aspectos biológicos de *Ascia monuste orseis* (Latreille: Pieridae) em couve (*Bassica oleracea* L. var. acephala). **Poliagro**, v.4, p.57-65, 1982.

VILLAS BÔAS, G.L.; BRANCO, M.C. Manejo Integrado da mosca-branca (*Bemisia tabaci* biótipo B) em sistema de produção integrada de tomate indústria (PITI). Embrapa, Circular Técnica, 70. Brasília, DF, 2009. 16p.



**PROGRAMA DE
SANIDADE EM
AGRICULTURA FAMILIAR**

PROSAF



INSTITUTO BIOLÓGICO



apta

Agência Paulista de
Tecnologia em
Agronegócios



GOVERNO DO ESTADO
SÃO PAULO

Secretaria de Agricultura
e Abastecimento