

# Guia sobre Mosca-branca em Meloeiro: Monitoramento e Táticas de Controle

## Cultura do Melão

A cultura do meloeiro (*Cucumis melo* L.) destaca-se no Brasil pela grande importância econômica e social. Entre as frutas e oleráceas exportadas pelo País, nos últimos dois anos, o melão lidera em valor exportado e em quantidade. Em 2013, esse valor atingiu U\$147.580.000,00, correspondendo a um total de 191 mil toneladas. O cultivo do melão no Brasil encontra-se concentrado em áreas irrigadas do Semiárido nordestino, sendo 74% da área plantada localizada nos estados do Rio Grande do Norte e Ceará, principais estados produtores e 11% do Submédio do Vale do Rio São Francisco – estados de Pernambuco e Bahia – (AGRIANUAL, 2015).

De um lado, as maiores áreas do Rio Grande do Norte e Ceará são caracterizadas por produtores empresariais, com grande parte da produção direcionada para o mercado externo. Por outro lado, as áreas do Vale do São Francisco são formadas, principalmente, por pequenos produtores e a produção é direcionada para o mercado interno. A produção dessa olerácea gera, apenas no Rio Grande do Norte, mais de 28.000 empregos diretos e 52.000 empregos indiretos, demonstrando sua elevada relevância social (BRASIL et al., 2007).

Dentre os insetos associados ao meloeiro, a mosca-branca, *Bemisia tabaci* (Gennadius) apresenta-se como uma praga-chave da cultura. Nesta publicação serão abordados informações relacionados ao seu reconhecimento, biologia e danos. Assim como, orientações sobre o monitoramento e controle da mosca-branca desde a fase de muda até a colheita do melão.

## Descrição, Aspectos Biológicos e Comportamentais da Mosca-branca em Meloeiro

Os adultos (Figura 1) da mosca-branca *Bemisia tabaci* (Gennadius) são insetos pequenos (≈1mm) que possuem corpo amarelo e quatro asas recobertas com uma pulverulência branca. As fêmeas realizam a postura na face inferior das folhas do meloeiro. As ninfas eclodem e possuem o primeiro ínstar móvel (Figura 2a). Após encontrar uma área na folha adequada para a alimentação, a ninfa se torna imóvel (Figura 2b) e permanece neste ponto até o quarto e último ínstar.



Figura 1. a) Adultos de *Bemisia tabaci* em folha de meloeiro (*Cucumis melo* L.) e b) detalhe de adulto e vários ovos com aumento de 35x.

112

# Circular Técnica

on line

Petrolina, PE  
Agosto, 2016

### Autores

**Tiago Cardoso da Costa-Lima**  
Biólogo, D.Sc. em Entomologia,  
pesquisador da Embrapa Semiárido,  
Petrolina, PE.

**Miguel Michereff Filho**  
Engenheiro-agrônomo, D.Sc.  
em Entomologia, pesquisador da  
Embrapa Hortaliças, Brasília, DF.

**Mirtes Freitas Lima**  
Engenheira-agrônoma, D.Sc. em  
Virologia, pesquisadora da Embrapa  
Hortaliças, Brasília, DF.

**José Adalberto de Alencar**  
Engenheiro-agrônomo, D.Sc. em  
Entomologia, pesquisador da  
Embrapa Semiárido, Petrolina, PE.

As ninfas de quarto ínstar (Figura 2) podem ser identificadas pelos olhos vermelhos característicos (MCAUSLANE, 1999).

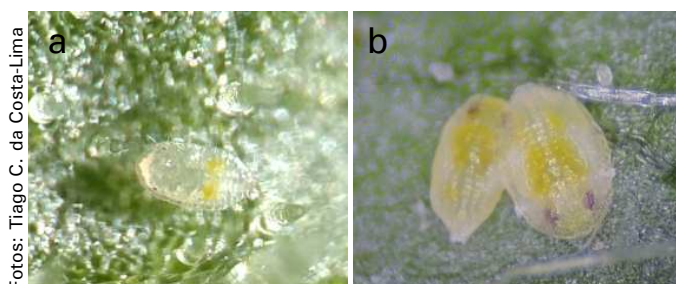


Figura 2. a) Ninfa móvel de primeiro ínstar e b) ninfas de olhos vermelhos (quarto ínstar) de *Bemisia tabaci*.

O período ovo-adulto varia de acordo com o genótipo do meloeiro, de 15,5 a 20 dias, nas temperaturas de 25 °C e 30 °C, respectivamente (FARIAS, 2000). Dessa forma, é possível até quatro gerações de *B. tabaci* durante o ciclo do meloeiro. Os adultos vivem, em média, 18 dias, e as fêmeas ovipositam de 100 a 300 ovos (VILLAS BÔAS; BRANCO, 2009). Altas temperaturas e baixa umidade relativa do ar favorecem o desenvolvimento da mosca-branca, sendo, por isso, observados surtos populacionais desta praga na estação seca. A chuva é o fator mais adverso, causando mortalidade nas populações do inseto, principalmente quando são fortes e constantes (COSTA, 2008). A disseminação da praga ocorre mais frequentemente pelo transporte de partes vegetais de plantas infestadas. A dispersão também pode ser favorecida por correntes de vento.

### Danos

A mosca-branca *B. tabaci* Biótipo B, foi detectada no Nordeste brasileiro no início da década de 1990 (VILLAS BÔAS; BRANCO, 2009), se tornando praga-chave da cultura. O dano direto é ocasionado pela sucção contínua de seiva e inoculação de toxinas, provocando alterações no desenvolvimento vegetativo e reprodutivo da planta. Além disso, a excreção açucarada (*honeydew*) que ocorre durante o processo de alimentação favorece a proliferação de fungos formadores da fumagina (*Capnodium* spp.). Estes se desenvolvem sobre a superfície dos diferentes órgãos da planta, interferindo nos seus processos de fotossíntese e respiração.

No entanto, o maior dano causado pela mosca-branca em meloeiro é a transmissão do vírus do

amarelão, *Melon yellowing-associated virus* (MYaV; gênero *Carlavirus*; família *Betaflexiviridae*). O vírus foi detectado na cultura no final da década de 1990, associado a altos níveis populacionais de *B. tabaci* em áreas de meloeiro no Semiárido nordestino (NAGATA et al., 2003; SILVA et al., 2002). O tipo de sintoma induzido pelo vírus é observado em reboleira, inicialmente com o amarelecimento nas folhas baixas da rama – mais velhas – (Figura 3). Com o desenvolvimento da doença, todas as folhas se apresentam cloróticas. Isso interfere na atividade fotossintética da planta e causa redução na quantidade e na qualidade dos frutos – menores teores de sólidos solúveis totais.



Figura 3. a) Sintomas induzidos em meloeiro (*Cucumis melo* L.) pelo "amarelão", Melon yellowing associated virus (MYaV), sob infecção natural em campo, Juazeiro, BA. b) Detalhe dos sintomas de mosaico em meloeiro causados por MYaV.

Esse impacto negativo da virose na produção diminui à medida que a infecção pelo patógeno ocorre em plantas mais velhas, principalmente após 30 dias do transplante. Em estudos realizados em casa de vegetação, verificou-se que o período de incubação do vírus variou de 18 a 22 dias (SANTOS et al., 2004; SILVA et al., 2002). No entanto, em condições de campo, produtores relatam que este tempo, de contato da mosca-branca até o surgimento do sintoma, é ainda menor, em torno de 12 dias.

A correta identificação do agente causal da doença foi elucidada apenas em 2003 (NAGATA et al., 2003) e em 2008 foi produzido o antissoro policlonal que vem sendo empregado na identificação do vírus a partir de folhas de plantas doentes (ÁVILA et al., 2008). Em um levantamento sorológico da doença realizado em 2007, nas principais regiões produtoras do Brasil, observou-se a presença do MYaV em 58% das 374 plantas analisadas. A prevalência do vírus foi maior nas amostras coletadas no Rio Grande do Norte (96,3%), seguido do Ceará (75,7%) e Vale do São Francisco (Pernambuco e Bahia – 48,4%) (LIMA et al., 2009). Esses dados indicam a vasta disseminação do MYaV nas principais regiões

produtoras do País e ressaltam a importância da doença para o meloeiro, assim como, necessidade da intensificação de pesquisas sobre os danos do vírus na cultura.

### Medidas de controle de mosca-branca em meloeiro

O controle da mosca-branca em meloeiro deve englobar diferentes métodos para que se mantenha a população da praga abaixo do nível de dano. A seguir, são listadas recomendações de medidas a serem efetuadas considerando as diferentes fases da cultura.

Ao se selecionar uma área para plantio de meloeiro, alguns pontos são importantes de serem destacados:

- 1) A manutenção da vegetação nativa entre os talhões, para servir como refúgio para os inimigos naturais, assim como, de barreira contra a migração de mosca-branca.
- 2) Utilização de quebra-vento com plantas não hospedeiras de *B. tabaci*, como o sorgo [*Sorghum bicolor* (L.) Moench].
- 3) Controle de plantas espontâneas hospedeiras de mosca-branca. Apenas na região do Vale do São Francisco e Sertão Central Pernambucano foram detectadas 48 plantas silvestres hospedeiras de *B. tabaci*, sendo destas, várias plantas espontâneas, como o carrapicho-de-carneiro (*Acanthospermum hispidum*), falsa-serralha (*Emilia* spp.) e malva-rasteira (*Herissanthia crispa*) (ALENCAR et al., 2006; HAJI et al., 2001).
- 4) A definição de novas áreas para plantio devem ser em sentido contrário aos ventos predominantes, para evitar ou retardar a dispersão do inseto dos plantios mais velhos para os novos. Esta recomendação é essencial, principalmente para as grandes áreas de meloeiro, nas quais se realiza o plantio de forma escalonada.

### Manejo com uso de manta agrotêxtil

#### Tratamento de mudas

A maioria dos produtores empresariais de melão, do Rio Grande do Norte e Ceará, e poucos do Vale do São Francisco, realiza o plantio de mudas que são produzidas em viveiros, com tela antiafídeo, cobertura plástica e irrigação por aspersão (Figura 4). Esta fase possui duração em torno de 10 dias.

O uso de inseticidas pode ser desnecessário em viveiros mais estruturados, com antecâmaras com cortinas de vento e controle rigoroso de circulação de pessoas. Recomenda-se o uso de armadilhas adesivas amarelas no interior das estufas agrícolas, em especial, próximo da entrada, para a detecção de possível infestação. Pulverizações com imidacloprido (neonicotinoide), para a prevenção contra mosca-branca, são adotadas por alguns produtores. Deve-se, sempre, buscar viveiros de produtores com registro no Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (Mapa).



Figura 4. Viveiro de produção de mudas de meloeiro (*Cucumis melo* L.) em Mossoró, RN.

Foto: Aline P. Rocha

### Transplântio

As mudas em bandejas, devem ser conduzidas ao campo protegidas, envoltas por tela antiafídeo ou manta agrotêxtil (TNT – tecido não tecido). O ideal é que logo na sequência ao transplântio ocorra a cobertura das mudas com a manta agrotêxtil, o que é realizado pelos produtores que possuem melhor estrutura. Nestes casos, não são necessárias pulverizações neste momento. Os produtores que não possuem mão de obra suficiente para realizar essa cobertura simultânea ao transplântio, em geral, realizam uma pulverização preventiva para *B. tabaci* e para mosca-minadora (*Liriomyza sativae* Blanchard).

Deve-se ter atenção quanto ao período de carência do produto de acordo com o seu modo de aplicação. O tiametoxan (neonicotinoide), aplicado via irrigação, possui período de carência de 64 dias em meloeiro. Desta forma, o único momento possível para a sua utilização por este método é logo após o transplântio, pois o tempo para colheita é de aproximadamente 65 dias.

### Fase com manta agrotêxtil

Por causa dos graves problemas com a mosca-branca e a mosca-minadora, nas áreas de meloeiro do Rio Grande do Norte e Ceará, os produtores adotaram o uso da manta agrotêxtil para cobrir o cultivo (Figura 5). Esta é colocada logo após o transplante das mudas sendo mantidas por, aproximadamente, 28 dias. Após esse período, a manta deve ser retirada para permitir a polinização das plantas pelas abelhas *Apis mellifera* L.



Fotos: Tiago C. da Costa-Lima

**Figura 5.** Uso de manta agrotêxtil (TNT) sobre cultivo de meloeiro (*Cucumis melo* L.), em Baraúnas, RN.

Considerando-se a fase das mudas no viveiro ( $\approx 10$  dias) e o período com uso da manta, metade do ciclo do meloeiro é realizada de forma protegida. O uso da manta agrotêxtil é bastante eficaz em retardar a entrada do vírus-do-amarelão na área, por não permitir o contato da mosca-branca até, aproximadamente, metade do ciclo da cultura. Consequentemente, os danos pelo MYaV são reduzidos. Em algumas situações, pode-se verificar sintomas do vírus amarelão ao se retirar a manta. Nestes casos, isto se deve a rasgos na manta (Figura 6), que permitem entrada de *B. tabaci*, ou do contato das mudas com o vetor. Na região do Vale do São Francisco, em geral, os produtores ainda não adotam a manta agrotêxtil em seus cultivos.



Foto: Tiago C. da Costa-Lima

**Figura 6.** Manta agrotêxtil utilizada para cobertura do meloeiro (*Cucumis melo* L.) danificada pela ação dos ventos, Baraúnas, RN.

Durante a fase com a cobertura, não há necessidade de nenhuma medida de controle de insetos, pois a manta constitui uma barreira física que impede o contato destes com as plantas. No 25º dia, 3 dias antes da retirada da manta, é comum o uso de imidacloprido (neonicotinoide) via irrigação em áreas de plantio escalonado. O produto possui período de carência de 40 dias em meloeiro, sendo este o limite de seu uso via irrigação. Também por este método há opção do uso de diamidas. Destaca-se que, esta aplicação preventiva deve ser adotada apenas quando se verificar alta pressão populacional de *B. tabaci* nos plantios adjacentes.

### Fase pós-manta agrotêxtil

Com a retirada da manta, inicia-se a fase de monitoramento de mosca-branca para tomada de decisão quanto ao controle da praga. Esse monitoramento deve ser realizado, preferencialmente pela manhã, nas horas com temperatura mais amena, em que os insetos estão menos móveis. A amostragem dos adultos é concentrada nas folhas mais novas e de ninfas, nas folhas velhas. Para os adultos, deve-se visualizar a face inferior da folha do terceiro ou quarto nó, a partir do ápice do ramo, manuseando-se a folha com cuidado para evitar o voo dos insetos. Para amostrar as ninfas, recomenda-se observar a face inferior, da oitava à décima folha, a partir do ápice do ramo. Serão contabilizadas as ninfas mais desenvolvidas – olhos vermelhos – (Figura 2b), mais fáceis de se visualizar, com auxílio de uma lupa de bolso (20 – 30x). Deve-se focar uma área do tamanho aproximado de uma moeda de 1 real ( $\approx 5 \text{ cm}^2$ ), na porção mediana inferior da folha, próximo à nervura central (BRAGA SOBRINHO et al., 2007; PALUMBO, 2000).

A cada 3 dias a área deve ser monitorada. A amostragem deve ser realizada em 8 pontos/ha, com caminhamento em zigue-zague, buscando-se cobrir diferentes setores do cultivo. O nível de controle (NC) sugerido é de dez adultos ou ninfas, em média. Caso a cultura apresente sintomas do vírus MYaV, deve-se reduzir o NC para dois adultos ou ninfas (BRAGA SOBRINHO et al., 2011).

O principal método de controle de mosca-branca utilizado pelos produtores de melão consiste-se no uso de agroquímicos. Atualmente, há 37 inseticidas registrados para o controle de *B. tabaci* em meloeiro, os quais possuem nove mecanismos de ação distintos, dependendo do produto (Tabela 1). Os neonicotinoides representam o grupo químico com maior número, correspondendo a 51% do total.

**Tabela 1.** Grupos químicos, ingredientes ativos, sítios de ação primário e outras informações, de inseticidas registrados para controle de *Bemisia tabaci*, em meloeiro (*Cucumis melo* L.).

Grupo químico/ Subgrupo IRAC*	Sítio de ação primário e outras informações	Ingrediente ativo
Piretroide (3A)	Moduladores de canais de sódio. Ação de contato e ingestão; mortalidade de ninfas e adultos	Bifentrina
Neonicotinoide (4A)	Agonistas de receptores nicotínicos da acetilcolina. Ação sistêmica, translaminar, de contato e ingestão; mortalidade de ninfas e adultos	Imidacloprido Acetamiprido Tiametoxam Tiacloprido Clotianidina
Piriproxifen (= Éter piridiloxipropílico) (7C)	Mímicos do hormônio juvenil. Ação de contato e translaminar; Mortalidade de ovos e ninfas de quarto ínstar	Piriproxifeno
Piridina azometina (9B)	Bloqueadores seletivos da alimentação. Ação sistêmica; mortalidade de ninfas e adultos	Pimetrozina
Diafentiuiron (= Feniltioureia) (12A)	Inibidor de ATP sintetase mitocondrial. Ação de contato e ingestão; mortalidade de ninfas e adultos	Diafentiuiron
Buprofezina (= Tiadiazinona) (16)	Inibidores da formação de quitina, tipo 1, Hemiptera. Ação de contato e ingestão; mortalidade de ovos e ninfas	Buprofezina
Cetoenol (23)	Inibidor da síntese de lipídeos. Ação de contato e ingestão; mortalidade principal de ovos e ninfas dos primeiros estádios e reduz a oviposição	Espiromesifeno
Diamidas (28)	Moduladores de receptores de rianodina. Ação sistêmica, de contato e ingestão; mortalidade de ninfas (principal) e adultos. Composto com modo de ação	Ciantraniliprole
Tetranortriterpenoide (UN)	desconhecido ou incerto. Ação por ingestão.	Azadiractina
Piretroide (3A) + Neonicotinoide (4A)	Moduladores de canais de sódio + Agonistas de receptores nicotínicos da acetilcolina. Ação de contato e ingestão, sistêmica; mortalidade de ninfas e adultos	Bifentrina ou beta-ciflutrina + Imidacloprido

\*Classificação internacional para modo de ação de inseticidas do IRAC (<http://www.irac-br.org/>).

Os métodos de aplicação dos agroquímicos em meloeiro são realizados por pulverização e via irrigação. No primeiro caso, são realizadas com equipamento costal (Figura 7) e/ou pulverizadores de barra tratorizados. Para o uso via sistema de irrigação, há opção dos neonicotinoides e diamidas, que possuem ação sistêmica e recomendações específicas para aplicação por este método.



Foto: Tiago C. da Costa-Lima

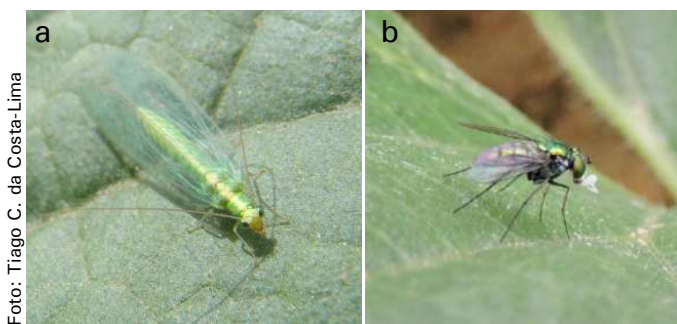
**Figura 7.** Aplicação de inseticida em melão por meio de pulverizador costal.

Pulverizações dirigidas com bicos hidráulicos convencionais são suficientes para a obtenção de uma cobertura eficiente no início da fase de crescimento do meloeiro. No entanto, com o desenvolvimento da planta, as ramas ficam mais fechadas. As ninfas em estádios mais adiantados tornam-se mais difíceis de serem atingidas pelos produtos, pois, estão predominantemente nas folhas medianas das ramas. Outro problema é a ação de contato e ingestão, de cinco dos nove grupos químicos de inseticidas disponíveis para uso em meloeiro. Conseqüentemente, para se ter efeito esperado, estes inseticidas precisam atingir o inseto, diretamente pelo contato da gota, no momento da aplicação, ou pela movimentação deste sobre a superfície da planta pulverizada. Diante disso, os grandes produtores estão adotando uso de pulverizadores eletrostáticos para garantir uma melhor cobertura dos produtos na cultura, na fase de maior desenvolvimento das plantas. Ainda são necessários estudos para comparar a eficiência desses diferentes métodos de aplicação.

Com o início do monitoramento após a retirada da manta, ao se atingir o NC deve-se efetuar a medida de controle. Considerando-se o uso prévio de inseticidas – fase de muda e anterior a retirada da manta –, deve-se buscar rotacionar os produtos químicos dos demais modos de ação restantes (Tabela 1). Este cuidado minimiza as chances de seleção de populações de *B. tabaci* resistentes a determinados grupos químicos e, conseqüentemente, preserva a eficiência dos produtos. Também, torna-se essencial a preocupação quanto à seletividade dos inseticidas aos inimigos naturais. Dos químicos apresentado na Tabela 1, os piretroides são os que possuem maior largo espectro de ação e conseqüente, menor seletividade a inimigos naturais.

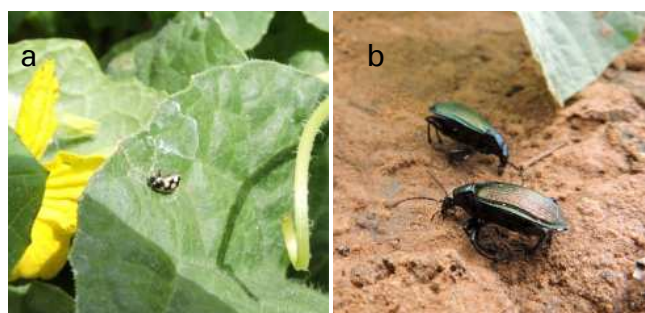
No Brasil, o fungo entomopatogênico, *Beauveria bassiana*, é a única opção de controle biológico disponibilizada para o controle de mosca-branca em meloeiro. Em outros países, é comum a comercialização de predadores e parasitoides de *B. tabaci* para cultivos protegidos de meloeiro. Dentre estes, principalmente, o ácaro predador *Amblyseius swirskii* Athias-Henriot e os parasitoides, *Encarsia formosa* Gahan e *Eretmocerus eremicus* Rose & Zolnerowich (GERLING et al., 2001; CALVO et al., 2011).

Em áreas de meloeiro no Semiárido nordestino, no Brasil, os crisopídeos são comumente encontrados (Figura 8A). Três espécies já foram relatadas, *Ceraeochrysa cubana* (Hagen), *Chrysoperla externa* (Hagen) e *Chrysoperla genanigra* Freitas (BEZERRA et al., 2010). Este predador pode se alimentar de ninfas de *B. tabaci*, assim como, de outras pragas da cultura, como de pulgões e larvas de mosca-minadora. Outros predadores de mosca-branca também podem ser observados, como moscas do gênero *Condylostylus* (Figura 8B), sirfídeos e aranhas.



**Figura 8.** a) Adulto de crisopídeo e b) *Condylostylus* sp. predando adulto de *Bemisia tabaci* em folha de meloeiro (*Cucumis melo* L.), Petrolina, PE.

No País, também há vários relatos de parasitoides de *B. tabaci* dos gêneros *Encarsia* e *Eretmocerus* (LOURENÇÃO et al., 2014; TORRES et al., 2014) que ajudam reduzir a população desta praga. Em estudo realizado nos Estados Unidos, estimou-se em 20% a mortalidade de mosca-branca em meloeiro causada por inimigos naturais (PALUMBO, 2000). Logo, torna-se de extrema relevância a preservação desta fauna benéfica, por meio do uso de inseticidas mais seletivos a estes agentes. Em geral, deve-se restringir, ao máximo, o uso de inseticidas dos grupos dos organofosforados, carbamatos e piretroides. Produtos pertencentes a estes grupos químicos possuem uma alta toxicidade aos inimigos naturais (Figura 9).



**Figura 9.** Inimigos naturais mortos em áreas de meloeiro (*Cucumis melo* L.) após aplicação de inseticida piretroide, em Petrolina, PE. a) Joaninha e b) besouro predador (carabídeo).

Alguns produtores também adotam o uso de faixas de lona plástica amarela com óleo para captura de *B. tabaci* e *L. sativae*. Estas devem ser posicionadas na altura das plantas. Ainda não há estudos avaliando o impacto do uso desta técnica no controle de mosca-branca.

#### **Manejo sem uso de manta agrotêxtil**

Em geral, os pequenos produtores não adotam o uso da manta agrotêxtil. Neste caso, o monitoramento de mosca-branca deve ser iniciado com a formação das primeiras mudas. O monitoramento nessa fase inicial, até a floração, deve ser ainda mais criterioso, para evitar o estabelecimento de altas populações de *B. tabaci* e, conseqüentemente, a transmissão do vírus MYaV. A entrada do vírus prematuramente irá acarretar em danos mais severos à produção.

Em decorrência do não uso da cobertura do meloeiro, para as áreas que já estejam com presença de mosca-branca, é recomendada uma aplicação preventiva via irrigação de neonicotinoide ou diamidas, após a emergência das plântulas. Na seqüência, deve-se iniciar o monitoramento

de mosca-branca, a cada 3 dias, semelhante ao descrito anteriormente. Deve-se ter atenção quanto ao período de carência dos produtos químicos e adotar a rotação destes, considerando-se os diferentes modos de ação.

#### Fase pós-colheita

Ao se encerrar a colheita, deve-se, imediatamente, eliminar os restos culturais para evitar a multiplicação da mosca-branca e a infestação de áreas novas (Figura 10). Para a instalação de novas áreas, recomenda-se fazer a rotação de culturas com plantas não hospedeiras de mosca-branca. Nas áreas empresariais de plantio de meloeiro no Rio Grande do Norte e Ceará, isso não ocorre, principalmente durante o período mais importante da cultura, de junho a dezembro. Na região do Vale do São Francisco, caracterizada predominantemente por pequenos agricultores, já há uma maior diversificação de plantio. A cebola (*Allium cepa* L.) é uma das culturas comumente rotacionadas com o meloeiro, a qual não é hospedeira de mosca-branca.



Foto: Tiago C. da Costa-Lima

**Figura 10.** Área de meloeiro (*Cucumis melo* L.) abandonada após a colheita, permanecendo restos culturais, foco para mosca-branca e outras pragas, Casa Nova, BA.

## Considerações Finais

Independentemente do nível de tecnificação do produtor, há opções para que se conduza o manejo de *B. tabaci* em meloeiro. Reforça-se a importância da adoção do monitoramento que será a base para orientar as medidas de controle a serem efetuadas.

O uso racional de inseticidas associado às demais técnicas de controle favorecerá a redução da população de mosca-branca e o incremento dos inimigos naturais. Dessa forma, o agricultor poderá obter um controle eficiente de *B. tabaci* em meloeiro com menor impacto ambiental.

## Referências

- AGRIANUAL: anuário da agricultura brasileira. São Paulo: Instituto FNP, 2015. p. 349-352.
- ALENCAR, J. A. (Ed.). **Identificação de plantas invasoras e silvestres hospedeiras da mosca-branca no Semi-Árido do Nordeste brasileiro**. Fortaleza: BNB, 2006. 124 p. (Série BNB. Ciência e Tecnologia).
- ÁVILA, A. C.; INOUE-NAGATA, A. K.; NEVES, F.M.; MATOS, L.G.; DIAS, R. C. S., RANGEL, M.; NAGATA, T.;. Produção do anti-soro e detecção por DAS-Elisa do Melon yellowing-associated virus em meloeiro. **Tropical Plant Pathology**, Brasília, DF, v. 33, p. 245-247, 2008.
- BEZERRA, C. E. S.; TAVARES, P. K. A.; MACEDO, L. P. M.; FREITAS, S.; ARAÚJO, E. L. Green lacewings (Neuroptera: Chrysopidae) associated with melon crop in Mossoró, Rio Grande do Norte State, Brazil. **Neotropical Entomology**, Londrina, v. 39, n. 3, p. 454-455, 2010.
- BRAGA SOBRINHO, R.; GUIMARÃES, J. A.; ARAÚJO, E. L.; ASSIS, J. S.; MOREIRA, M. A. B.; MACEDO, L. P. M.; MESQUITA, A. L. M. **Monitoramento de pragas na produção integrada do meloeiro**. Fortaleza: Embrapa Agroindústria Tropical, 2007. 22 p. (Embrapa Agroindústria Tropical. Documentos, 69).
- BRAGA SOBRINHO, R.; GUIMARÃES, J. A.; ARAÚJO, E. L.; MOREIRA, M. A. B.; MESQUITA, A. L. M. **Manejo integrado de pragas do meloeiro**. Fortaleza: Embrapa Agroindústria Tropical, 2011. (Embrapa Agroindústria Tropical. Documentos, 143). Disponível em: <[http://www.cnpat.embrapa.br/download\\_publicacao.php?id=333](http://www.cnpat.embrapa.br/download_publicacao.php?id=333)>. Acesso em: 18 out. 2015.
- BRASIL, A. M. S.; OLIVEIRA, K. C.; ARAÚJO NETO, P. L.; VASCONCELOS, A. F. Custos do cultivo do melão amarelo na safra 2006/2007: um estudo de caso na empresa Santa Júlia Agro Comercial Exportadora de Frutas Tropicais LTDA. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE CUSTOS, 14., 2007, João Pessoa-PB, **Anais...** João Pessoa: Associação Brasileira de Custos, 2007. Disponível em: <<https://anaiscbc.emnuvens.com.br/anais/article/view/1473>>. Acesso em: 22 maio 2015.
- CALVO, F. J.; BOLCKMANS, K.; BELDA, J. E. Control of *Bemisia tabaci* and *Frankliniella occidentalis* in cucumber by *Amblyseius swirskii*. **BioControl**, Heidelberg, v. 56, p. 185-192, 2011.
- GERLING, D.; ALOMAR, O.; ARNÓ, J. Biological control of *Bemisia tabaci* using predators and parasitoids. **Crop Protection**, Amsterdam, v. 20, p. 779-799, 2001.
- FARIAS, A. R. N. **Biologia e controle biológico da mosca-branca *Bemisia tabaci* (Gennadius, 1889) biotipo B (Hemiptera: Aleyrodidae) em melão (*Cucumis melo*)**. 2000. 109 f. Tese (Doutorado) – Universidade Federal de São Carlos, SP.
- HAJI, F. N. P.; LIMA, M. F.; MATTOS, M. A. de A.; MOREIRA, A. N.; ALENCAR, J. A. de; BARBOSA, F. R.; KIILL, L. H. P. **Plantas hospedeiras de *Bemisia argentifolii* Bellows & Perring em áreas cultivadas das regiões do Submédio do Vale do São Francisco e Sertão Central Pernambucano**. Petrolina: Embrapa Semi-Árido, 2001. 13 p. (Embrapa Semi-Árido. Boletim de Pesquisa e Desenvolvimento, 55).
- PALUMBO, J. C.; KERNS, D. L.; UMEDA, K. **Whitefly management on desert melons**. Tucson: University of Arizona, 2000. (Coop. Ext. IPM Series, 13. Pub. no. AZ1190).
- COSTA, N. D. (Ed.). **A cultura do melão**. 2. ed. rev. ampl. Brasília, DF: Embrapa Informação Tecnológica; Petrolina: Embrapa Semi-Árido, 2008. 191 p. il. (Coleção Plantar, 60).
- LIMA, M. F.; NAGATA, T.; NEVES, F. M.; INOUE-NAGATA, A. K.; MOITA, A. W.; SOUSA, C.; DELLA VECCHIA, M.; RANGEL, M. G.; DIAS, R. C. S.; DUTRA, L. S.; ÁVILA, A. C. Detecção por sorologia do *Melon yellowing associated virus* (MYaV) em áreas produtoras de melão no Nordeste brasileiro. **Horticultura Brasileira**, Vitória da Conquista, v. 27, p. 478-483, 2009.

LOURENÇÃO, A. L.; COSTA, V. A.; SILVEIRA PEREIRA, L.; CARDOSO PRADO, J. Occurrence of *Eretmocerus mundus* Mercet (Hymenoptera: Aphelinidae) parasitizing *Bemisia tabaci* (Genn.) biotype B (Hemiptera: Aleyrodidae) in Brazil. **Bragantia**, Campinas, v. 73, n. 2, p. 160-162, 2014.

MCAUSLANE, H. K. **Featured creatures: *Bemisia tabaci*** (Gennadius) or *Bemisia argentifolii* Bellows & Perring (Insecta: Hemiptera: Aleyrodidae). Gainesville: University of Florida, 2009. Disponível em: <[http://entnemdept.ufl.edu/creatures/veg/leaf/silverleaf\\_whitefly.htm](http://entnemdept.ufl.edu/creatures/veg/leaf/silverleaf_whitefly.htm)>. Acesso em: 25 fev. 2016.

NAGATA, T.; KITAJIMA, E. W.; ALVES, D. M. T.; CARDOSO, J. E.; INOUE-NAGATA, A. K.; TIAN, T.; ÁVILA A. C. Isolation of a novel carlavirus from melon in Brazil. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, DF, v. 28, p. 251-252, 2003. Suplemento.

TORRES, L. C.; LOURENÇÃO, A. L.; COSTA, V. A.; SOUZA, B.; COSTA, M. B.; TANQUE, R. L. Records of natural enemies of *Bemisia tabaci* (Genn.) (Hemiptera: Aleyrodidae) biotype B in Brazil. **Neotropical Entomology**, Londrina, v. 43, p. 189-191, 2014.

SANTOS, A. A.; CARDOSO, J. E.; OLIVEIRA, J. N.; VIDAL, J. C.; CARDOSO, J. W. **Transmissão do amarelo do meloeiro pela mosca-branca**. Fortaleza: Embrapa-CNPAT, 2004. 3 p. (Embrapa-CNPAT. Comunicado Técnico, 93).

SILVA, G. F.; SALES JÚNIOR, R.; MARACAJÁ, P. B.; COSTA, F. M.; MARINHO, R. E. M.; SILVA, E. C. Amarelo do meloeiro: ensaios preliminares de transmissão por mosca-branca. **Caatinga**, Mossoró, v. 15, p. 29-31, 2002.

VILLAS BÔAS, G. L.; CASTELO BRANCO, M. **Manejo integrado da mosca-branca (*Bemisia tabaci*) em Sistema de produção integrada de tomate indústria (PITI)**. Brasília, DF: Embrapa Hortaliças, 2009. 15 p. (Embrapa Hortaliças. Circular Técnica, 70). Disponível em: <<http://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/75710/1/ct-70.pdf>>. Acesso em: 17 maio 2015.

### Circular Técnica, 112

Esta publicação está disponibilizada no endereço: [www.embrapa.br/semiariado](http://www.embrapa.br/semiariado)  
Exemplares da mesma podem ser adquiridos na:  
**Embrapa Semiárido**  
BR 428, km 152, Zona Rural  
Caixa Postal 23 56302-970 Petrolina, PE  
**Fone:** (87) 3866-3600 **Fax:** (87) 3866-3815  
<http://www.embrapa.br/fale-conosco/sac/>

1ª edição (2016): formato digital

Ministério da  
Agricultura, Pecuária  
e Abastecimento



### Comitê de publicações

**Presidente:** Flávio de França Souza.  
**Secretária Executiva:** Lúcia Helena Piedade Kiill.  
**Membros:** Diana Signor Deon, Francislene Angelotti, Gislene Feitosa Brito Gama, José Maria Pinto, Juliana Martins Ribeiro, Fernanda Muniz Bez Birolo, Mizaél Félix da Silva Neto, Pedro Martins Ribeiro Júnior, Raíaela Priscila Antonio, Roseli Freire de Melo.

### Expediente

**Supervisão editorial:** Sidinei Anunciação Silva.  
**Revisão de texto:** Sidinei Anunciação Silva.  
**Tratamento das ilustrações:** Nivaldo Torres dos Santos.  
**Editoração eletrônica:** Nivaldo Torres dos Santos.