



## Pragas sugadoras na cultura do algodoeiro



***Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária  
Embrapa Algodão  
Ministério da Agricultura e Pecuária***

## **DOCUMENTOS 291**

# **Pragas sugadoras na cultura do algodoeiro**

José Ednilson Miranda  
Sandra Maria Morais Rodrigues  
Bruna Mendes Diniz Tripode  
Valéria de Lima Jardim  
Giovanna de Paula Silva

***Embrapa Algodão  
Campina Grande, PB  
2023***

**Embrapa Algodão**  
Rua Osvaldo Cruz, 1143, Centenário  
58428-095, Campina Grande, PB  
Fone: (83) 3182 4300  
www.embrapa.br/algodao  
www.embrapa.br/fale-conosco/sac

Comitê Local de Publicações

Presidente  
*Daniel da Silva Ferreira*

Secretária-Executiva  
*Magna Maria Macedo Nunes Costa*

Membros  
*Francisco José Correia Farias, Geraldo Fernandes de Sousa Filho, Luiz Paulo de Carvalho, Nair Helena Castro Arriel, Rita de Cássia Cunha Saboya*

Supervisão editorial  
*Geraldo Fernandes de Sousa Filho*

Revisão de texto  
*Marcela Bravo Esteves*

Normalização bibliográfica  
*Enyomara Lourenço Silva*

Projeto gráfico da coleção  
*Carlos Eduardo Felice Barbeiro*

Editoração eletrônica  
*Geraldo Fernandes de Sousa Filho*

Fotos da capa  
*Valéria L. Jardim e Gyovanna de Paula*

**1ª edição**

Publicação digital (2023): PDF

**Todos os direitos reservados.**

A reprodução não autorizada desta publicação, no todo ou em parte, constitui violação dos direitos autorais (Lei nº 9.610).

**Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP)**

Embrapa Algodão

---

Miranda, José Ednilson.

Pragas sugadoras na cultura do algodoeiro / José Ednilson Miranda, Sandra Maria Moraes Rodrigues, Bruna Mendes Diniz Tripode, Valéria de Lima Jardim, Gyovanna de Paula Silva. – Campina Grande : Embrapa Algodão, 2023.

PDF (40 p.) : il. color. – (Documentos / Embrapa Algodão, e-ISSN 2966-0343 ; 291)

1. Algodão. 2. Inseto. 3. Mosca branca. 4. Pulgão. 5. Cochonilha. 6. Manejo integrado. 7. Entomologia. I. Rodrigues, Sandra Maria Moraes. II. Tripode, Bruna Mendes Diniz. III. Lima, Valéria de. IV. Silva, Gyovanna de Paula. V. Embrapa Algodão. VI. Título. VII. Série.

CDD 632.7

## **Autores**

### **José Ednilson Miranda**

Engenheiro-agrônomo, doutor em Entomologia Agrícola, pesquisador da Embrapa Algodão, Campina Grande, PB

### **Sandra Maria Moraes Rodrigues**

Engenheiro-agrônomo, doutora em Agronomia, pesquisador da Embrapa Agroindústria Tropical

### **Bruna Mendes Diniz Tripode**

Bióloga, M.Sc. em Botânica, Analista da Embrapa Algodão, Campina Grande, PB

### **Valéria de Lima Jardim**

Bióloga, doutora em Saneamento e Ambiente, consultora da Embrapa Algodão, Campina Grande, PB

### **Giovanna de Paula Silva**

Graduanda em Engenharia Agrônômica pela Universidade Federal de Goiás. Estágio CNPq na Embrapa Algodão, Campina Grande, PB



## Apresentação

Pragas sugadoras compõem um grupo que ocasiona perdas expressivas na produção e na qualidade da pluma de algodão. O custo de controle de sugadores só é menor do que o custo de controle do bicudo.

Conhecer a biologia dessas pragas, seus inimigos naturais, métodos alternativos e complementares de controle, são chaves para o sucesso do manejo de sugadores na cultura.

Na fase inicial estes sugadores comprometem o desenvolvimento da planta, na fase final comprometem a qualidade da pluma. O produtor menos atento ao mercado acaba se preocupando mais com o aspecto sanitário da planta na fase inicial. Isso de fato é importante, mas o manejo dos sugadores deve ser feito até a fase da colheita. Isso por que, atualmente, há um desejo, quase uma exigência, por parte dos compradores de algodão, de que a fibra não contenha nem traços de pegajosidade. Em consequência, há uma pressão crescente do mercado comprador sobre os produtores de algodão, no sentido de que a fibra seja entregue sem pegajosidade. Isto implica, principalmente, que pragas sugadoras não ocorram em alta densidade no período pré-colheita.

Portanto, no algodoeiro, pragas sugadoras devem ser manejadas durante todo o período de cultivo. Para auxiliar diretamente técnicos e produtores no processo de tomada de decisão ao longo do cultivo do algodoeiro, esta publicação procurou compilar informações acerca das espécies sugadoras mais importantes na cultura do algodão, com informações da biologia e recomendações de manejo dessas pragas.

Esta é mais uma contribuição para o setor cotonícola que a Embrapa Algodão disponibiliza, sempre preocupada em suportar a produção sustentável de algodão do Brasil. Esperamos que os leitores apreciem!

*Nair Helena Castro Arriel*

Chefe-Geral da Embrapa Algodão

## Sumário

Introdução.....	9
Diversidade, biologia e ecologia.....	9
Mosca-branca, <i>Bemisia tabaci</i> biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae).....	11
Manejo da mosca-branca .....	12
Pulgão-do-algodoeiro, <i>Aphis gossypii</i> (Hemiptera: Aphididae) .....	14
Manejo de pulgões .....	16
Tripes, <i>Frankliniella schultzei</i> (Thysanoptera: Thripidae) .....	18
Manejo de tripes .....	19
Cochonilha-do-algodoeiro, <i>Phenacoccus solenopsis</i> (Hemiptera: Pseudococcidae) .....	21
Manejo de cochonilhas.....	23
Percevejo-castanho, <i>Scaptocoris castanea</i> (Hemiptera: Cydnidae) .....	24
Manejo de percevejos-castanhos.....	25
Percevejo-marrom, <i>Euschistus heros</i> (Hemiptera: Pentatomidae) .....	28
Manejo de percevejos .....	30
Considerações finais .....	32
Referências .....	33





## Introdução

Desde a introdução da cultura do algodoeiro no sistema de produção agrícola do Cerrado, o algodão se tornou uma das principais *commodities* do Brasil, que passou de importador para exportador de pluma.

Há cerca de 15 anos, o Brasil tem se mantido entre os cinco maiores produtores mundiais de algodão, ao lado de China, Índia, Estados Unidos e Paquistão (Abrapa, 2018). Internamente, o cenário também é promissor, pois o país está entre os maiores consumidores mundiais de pluma. Numa área cultivada de 1.658.500 hectares durante a safra 2022/2023, o Brasil produziu 3.030 toneladas de pluma, alcançando a produtividade média de 1.495 kg/ha (Abrapa, 2023).

Apesar de uma alta rentabilidade potencial — que pode chegar a US\$2 mil por hectare —, a atividade da cotonicultura apresenta custo elevado e sérios riscos de comprometimento da produção. Um desses riscos está relacionado à ocorrência de pragas na cultura.

Com custo de produção de algodão superior a US\$3 mil/ha, cerca de US\$ 830 (28%) são destinados ao controle fitossanitário (IMEA, 2022). Destes, em torno de US\$ 700 se referem ao custo de controle de pragas, sendo que aproximadamente 40% das pulverizações contêm inseticidas para controle de sugadores na cultura do algodão (Bélot et al., 2016).

## Diversidade, biologia e ecologia

Entre os insetos sugadores que causam danos à cultura do algodão, os principais são mosca-branca (*Bemisia tabaci* biótipo B), pulgão-do-algodoeiro (*Aphis gossypii*), tripses (*Frankliniella schultzei*), cochonilha-do-algodoeiro (*Phenacoccus solenopsis*), percevejo-castanho-da-raiz (*Scaptocoris castanea*) e percevejo-marrom (*Euschistus heros*).

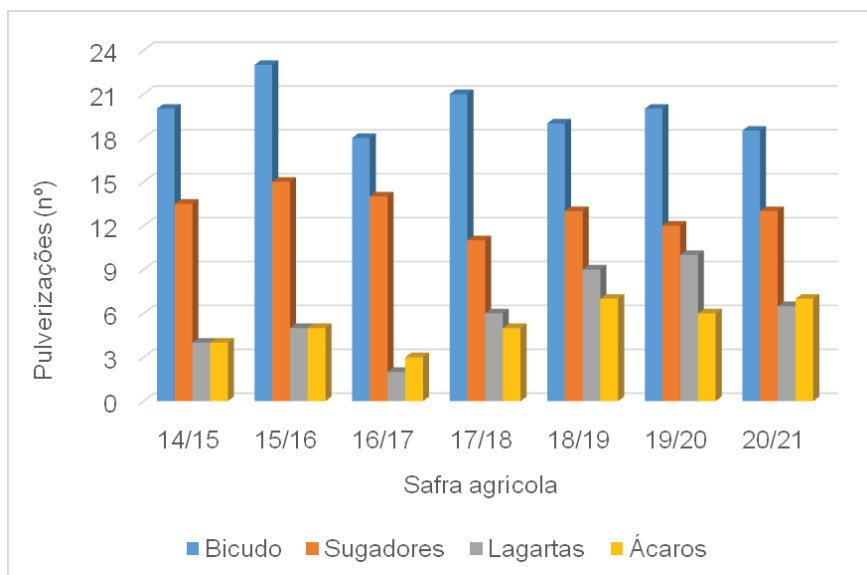
Pulgões, moscas-brancas e cochonilhas têm em comum o processo de excreção de mela como produto da alimentação contínua. Adultos e ninfas sugam grandes volumes de seiva do floema, rica em sacarose, mas com baixas concentrações de aminoácidos (Terra; Ferreira, 2009). Para concentrar os aminoácidos ingeridos, o excesso de água é eliminado pela câmara-filtro de

seu sistema digestivo e excretado junto com açúcares, na forma de mela, a qual se deposita nas folhas e/ou fibras do algodoeiro (Gallo et al., 2002).

A mela acumulada nas folhas serve de substrato para fungos saprófitas do gênero *Capnodium*, que formam a fumagina. Além de comprometer a atividade fotossintética da planta, a fumagina e a mela contaminam a fibra, comprometendo sua qualidade (Rodrigues; Silva, 2018).

Na entressafra, restos culturais do algodoeiro podem servir de substrato de alimentação e sobrevivência para insetos sugadores (Almeida et al., 2019; Almeida, 2020a). Silva et al. (2018) avaliaram a composição faunística associada a resíduos da cultura do algodão na entressafra dessa cultura e verificaram que os insetos sugadores mais frequentes foram *B. tabaci* biótipo B, *A. gossypii* e *F. schultzei*.

Nos últimos oito anos, em regiões produtoras de algodão do Cerrado, o manejo de sugadores dependeu de 11 a 15 pulverizações de inseticidas específicas em cada safra (Figura 1).



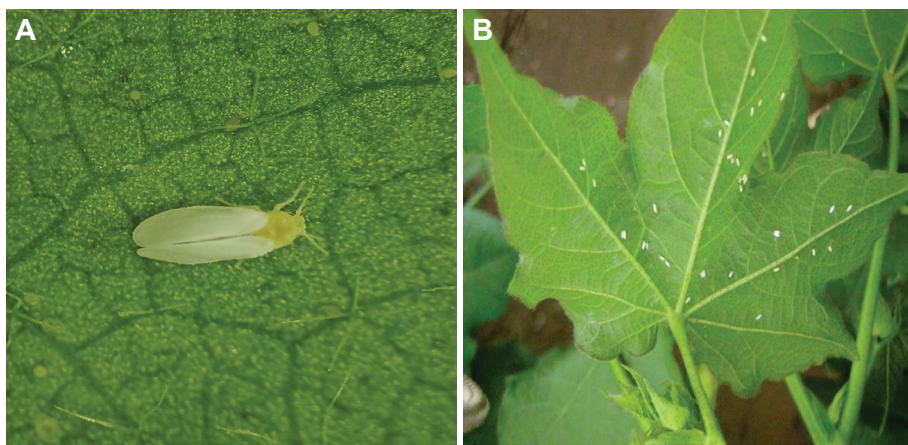
**Figura 1.** Número de pulverizações de inseticidas utilizadas por safra em cultivos de algodoeiro para o controle das principais pragas da cultura, entre 2014 e 2021, no Cerrado brasileiro.

Fonte: Miranda et al. (2023).

## Mosca-branca, *Bemisia tabaci* biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae)

A mosca-branca é um inseto polífago que ocorre na sequência soja-algodão, sistema de produção bastante utilizado no Cerrado brasileiro. Altas densidades populacionais desse sugador podem comprometer a produção de plumas, seja pela sucção da seiva das plantas, seja pela excreção da mela, que contamina as fibras, ou ainda pela transmissão de agentes causadores de doenças (Panizzi et al., 2012). Além disso, por ser polífaga, essa praga se utiliza do algodoeiro como ponte biológica para a infestação de outras culturas presentes no cenário agrícola da região.

Ninfas da mosca-branca apresentam quatro ínstares, sendo o primeiro móvel (para procura do melhor local de alimentação) e os seguintes, fixos. No segundo ínstar, ao se fixarem, as ninfas inserem seus dois pares de estiletes nos tecidos vegetais e succionam a seiva elaborada da planta (Almeida et al., 2019; Almeida, 2020a). No quarto ínstar, fase também chamada de “pupa”, as ninfas da mosca-branca não se alimentam (Rodrigues; Silva, 2018). A forma adulta apresenta um milímetro de comprimento e é coberta uniformemente por uma camada de cera branca (Figura 2A).



Fotos: Giovanna de Paula (A), Sandra M. M. Rodrigues (B)

**Figura 2.** Mosca-branca, *Bemisia tabaci* biótipo B. Close do inseto adulto (A); Colônia de indivíduos adultos em folhas de algodoeiro (B).

Durante o processo de alimentação nas folhas do algodoeiro (Figura 2B), o inseto injeta saliva contendo toxinas nos tecidos foliares, que podem produzir distintas alterações na planta, como deformação de folhas, ramos e flores, paralisação do crescimento e diminuição da capacidade de produção de estruturas reprodutivas (Araújo et al., 2000; Soares et al., 2008).

O ataque desse hemíptero promove o aparecimento de pequenas pontuações brancas e amareladas na face inferior das folhas; na face superior, surgem manchas cloróticas com aspecto brilhante, decorrente da deposição da mela (Soares et al., 2008).

Como vetora de doenças no algodoeiro, a mosca-branca transmite o vírus-do-mosaico-comum. Plantas infectadas com esse vírus apresentam engrossamento das nervuras das folhas, internódios curtos, mosaico e redução da área foliar (Rodrigues; Vivan, 2007).

Presença de plantas hospedeiras — restos culturais de algodoeiro, outras culturas agrícolas e plantas espontâneas —, déficit hídrico no solo e temperaturas elevadas são fatores que favorecem a ocorrência de surtos populacionais de mosca-branca (Miranda et al., 2015a; Sofiatti et al., 2015; Almeida, 2020a). O período crítico de infestação pelo inseto vai da emergência das plantas até o aparecimento dos primeiros capulhos (Soria; Degrande, 2012).

## Manejo da mosca-branca

Como medida de controle cultural, a destruição de plantas soqueiras após a colheita e de plantas daninhas hospedeiras auxilia decisivamente na supressão de infestações de mosca-branca.

Produtos à base de fungos entomopatogênicos, registrados para o controle da mosca-branca, já estão disponíveis no mercado brasileiro. Duas cepas de *Beauveria bassiana* (Esalq PL63 e IBCB 66) são usadas em 13 produtos comerciais visando ao controle dessa praga (Mascarin et al., 2019).

Estudos recentes mostraram que isolados de *Cordyceps* sp. controlam de 64% a 88% das ninfas e 60% a 99% de adultos da mosca-branca (Boaventura et al., 2021). Esses resultados indicam que a mosca-branca é suscetível a *Cordyceps* sp. e que esses fungos são promissores como ativos em bioinsumos para controle dessa praga (Boaventura et al., 2021).

Moscas-brancas são comumente atacadas por parasitoides do gênero *Encarsia* e por predadores como *Orius insidiosus*, *Geocoris* sp., crisopídeos e joaninhas (Soares et al., 2008). Logo, é preciso ficar atento ao uso de inseticidas não seletivos para o controle de outras pragas, pois esses inseticidas podem reduzir a população desses agentes biológicos, resultando no aumento populacional da mosca-branca (Soares et al., 2011; Quintela et al., 2016). Uma opção agroecológica é o uso de produtos à base de azadiractina, cuja eficiência contra mosca-branca foi comprovada por Santos et al. (2019).

O levantamento populacional de ninfas é tarefa importante para a tomada de decisão de controle (Silva et al., 2013). Uma vez que a colonização do algodoeiro por moscas-brancas ocorre pela migração do inseto entre culturas vizinhas, o controle químico localizado na bordadura da lavoura de algodoeiro pode ser necessário quando há culturas adjacentes com alta infestação do inseto na fase de senescência (Netto et al., 2020).

A utilização de barreiras protetoras com sorgo ou milho também é indicada. Essa medida evita a disseminação da praga no interior da lavoura de algodão (Netto et al., 2020).

Inseticidas reguladores de crescimento, como buprofezina e pyriproxifeno, são seletivos a inimigos naturais e letais para a forma jovem de mosca-branca (Marchi; Smith, 2021). Inseticidas do grupo dos neonicotinoides, como imidacloprido e tiametoxam, também apresentam boa eficiência de controle desse inseto (Smith et al., 2016). Entretanto, esse grupo químico tem sido alvo de revisão por parte das autoridades fitossanitárias e pode estar sujeito a restrição de uso em breve (Rangel et al., 2014).

A lista completa de produtos inseticidas sintéticos recomendados para o controle da praga está disponibilizada pelo Ministério da Agricultura na internet (Brasil, 2023).

Outra tática recomendada é o uso de desfolhantes após a abertura de 60% dos capulhos (Silva et al., 2013). A desfolha química reduz a fonte de alimento da praga, suprimindo suas populações, ao mesmo tempo que preserva a qualidade da fibra ao evitar sua contaminação pela deposição de mela e formação de fumagina.

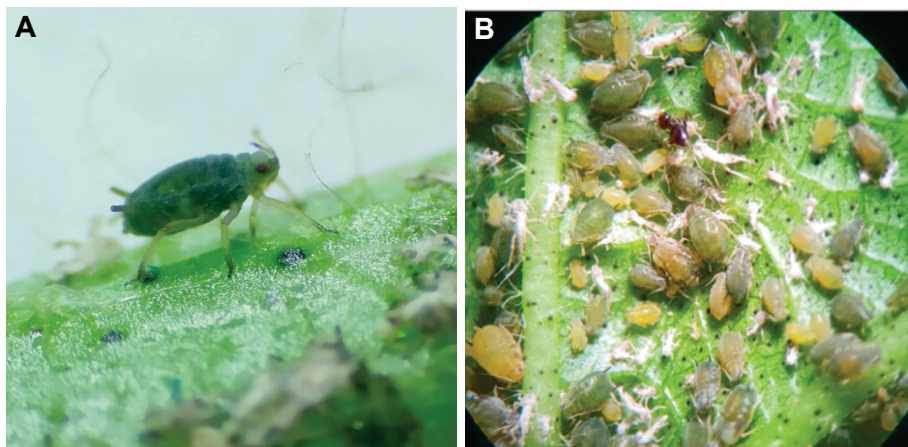
## Pulgão-do-algodoeiro, *Aphis gossypii* (Hemiptera: Aphididae)

O pulgão-do-algodoeiro é uma das primeiras pragas que ocorrem na cultura, podendo ser detectado logo após a germinação das plantas. Esse inseto polífago se mantém em várias espécies de plantas, inclusive plantas silvestres, das quais migra para plantas de algodoeiro em estágio inicial de desenvolvimento vegetativo (Fernandes et al., 2012).

O pulgão adulto mede de 1 mm a 1,5 mm de comprimento, possui formato de pera e coloração variável do verde-escuro ao amarelo (Figura 3A). Apresenta antenas mais curtas que o tamanho do corpo, olhos avermelhados, sifúnculos escuros, que são pequenos tubos na parte posterior do abdômen (Fernandes et al., 2012; Almeida et al., 2019). Adultos e ninfas vivem sob as folhas e brotos novos das plantas, sugando continuamente sua seiva (Figura 3B).

Assim como a mosca-branca, o pulgão-do-algodoeiro causa danos diretos pela sucção da seiva. Esse hábito alimentar deixa as folhas dos ponteiros enrugadas, encarquilhadas e os brotos deformados. O desenvolvimento da planta é, portanto, prejudicado (Gabriel, 2009).

Fotos: Valéria L. Jardim (A), Bruna D. M. Tripode (B)



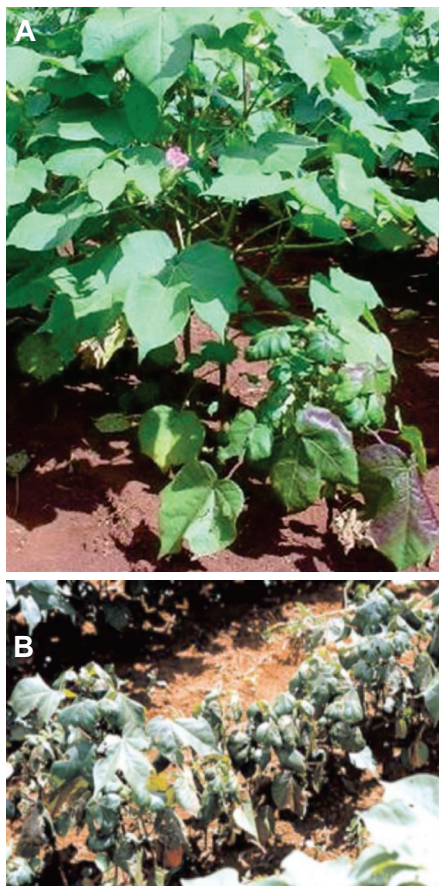
**Figura 3.** Pulgão-do-algodoeiro, *Aphis gossypii*. Indivíduo sobre folha de algodoeiro (A); Colônia de pulgões em folha de algodoeiro (B).



Nas folhas inferiores, pode ser notada uma mancha brilhante (mela) formada de material adocicado. A mela atrai diversas formigas que vivem em simbiose com os pulgões, protegendo-os do ataque de inimigos naturais, como joaninhas (Fernandes et al., 2018). Além disso, a mela favorece o desenvolvimento de fumagina, a qual dificulta a absorção da radiação solar pelas folhas da planta. No final do ciclo da cultura, a excreção da mela causa o chamado “algodão doce” ou o “algodão caramelizado”, fazendo com que a pluma fique manchada e perca a qualidade (Pereira et al., 2020).

Entre os danos indiretos causados pelo pulgão-do-algodoeiro está a transmissão de agentes infecciosos causadores de doenças. No algodoeiro, a principal doença transmitida pelo pulgão é o mosaico-das-nervuras, também chamada de doença-azul (Chitarra, 2014). A doença se manifesta nas plantas infectadas por meio de rugosidade na lâmina e encurvamento para baixo das bordas das folhas jovens, clareamento das nervuras com formação de mosaico, escurecimento (azulão) das folhas mais velhas, encurtamento dos internódios e redução do crescimento das plantas (Figuras 4A e 4B). As plantas afetadas têm sua produção de pluma comprometida (Miranda et al., 2008).

Nas populações de pulgões, ocorrem formas ápteras e aladas. À medida que a população começa a crescer, os integrantes da colônia percebem que o alimento está ficando escasso e que poderá faltar.



Fotos: Nelson D. Suassuna (A); Eleusio Curvelo Freire (B)

**Figura 4.** Sintomas da doença azul transmitida por pulgões. Planta sadia à esquerda e planta doente à esquerda; (A) Sintomas característicos da doença em reboleira (B).



A partir de então, uma cascata de alterações fisiológicas acontece no corpo do pulgão, resultando no desenvolvimento de asas. O objetivo dos indivíduos alados é voar para outras plantas, encontrar suprimento alimentar adequado e iniciar o desenvolvimento de novas colônias em ambientes menos competitivos (Braendle et al., 2006).

A capacidade de reprodução desses insetos é enorme, pois ocorre por partenogênese telítica, isto é, fêmeas são produzidas a partir de óvulos não fecundados, excluindo-se a necessidade de machos para acasalar (Guimarães, 2013).

Outros fatores que favorecem as infestações do pulgão-do-algodoeiro são o clima (tempo nublado, quente e úmido), culturas vizinhas ou consorciadas e a ausência de inimigos naturais devido à utilização de produtos inseticidas não seletivos (Soares et al., 2011; Fernandes et al., 2018). Por sua vez, chuvas fortes reduzem o nível populacional pelo controle físico das gotas sobre os pulgões (Benevenuto et al., 2012). O período crítico de ocorrência dos insetos vai da emergência das plantas ao aparecimento dos primeiros capulhos (Soria; Degrande, 2012).

## **Manejo de pulgões**

Método de controle alternativo no manejo integrado de sugadores, o uso de variedades resistentes preserva as populações de inimigos naturais presentes na lavoura (Almeida et al., 2019). Isso ocorre porque os níveis de controle adotados podem ser menos rigorosos nas variedades resistentes que nas suscetíveis, possibilitando uma ação concomitante dos inimigos naturais que predam ou parasitam os pulgões e outras pragas da cultura (Silva et al., 2013; Almeida, 2020a).

Como descrito anteriormente, o pulgão-do-algodoeiro transmite o vírus-mosaico-das-nervuras, que causa a doença-azul. Variedades de algodoeiro resistentes ao vírus, mesmo se infectadas, não desenvolvem a doença. Enquanto em cultivares suscetíveis à virose da nervura, o nível de controle recomendado não deve ultrapassar 10% de plantas com colônias de pulgões, cultivares resistentes ao vírus podem tolerar até 70% de plantas com os insetos (Netto et al., 2020).

Inúmeras espécies de predadores e parasitoides atuam no campo, reduzindo sua população. Vespas parasitoides *Lisyphlebus testaceipes* (Figura 5A) comumente estão presentes durante as infestações de pulgões. Outra espécie, *Aphelinus gossypii* (Figura 5B), embora menos abundante, também parasita pulgões. Ao parasitarem os afídeos, estes adquirem aspecto mumificado (Bastos et al., 2007a; Soares et al., 2008).



Fotos: Reinaldo S. de O. Canuto

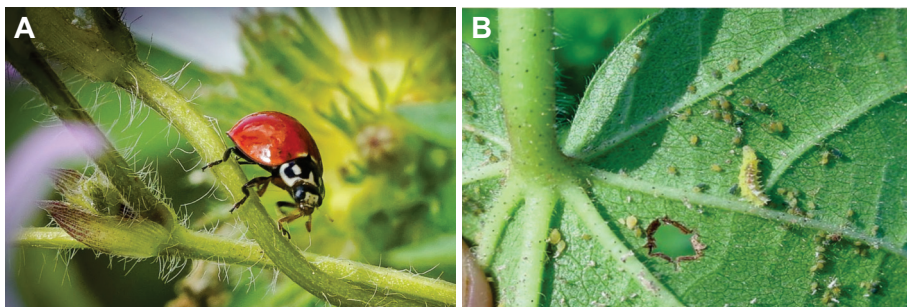
**Figura 5.** Parasitoides de pulgões. Microvespa *Lisyphlebus testaceipes* e microvespa *Aphelinus gossypii* (B).

Entre os predadores, formas adultas e larvais de joaninhas *Cycloneda sanguinea* (Figura 6A) e *Scimnus* sp., larvas de crisopídeo *Chrysoperla externa*, larvas da mosca sirfídeo *Toxomerus* sp. (Figura 6B), assim como ninfas e adultos de percevejos *Orius* sp. e *Zelus* sp. também colonizam e suprimem infestações de afídeos (Bastos et al., 2007a; Oliveira et al., 2008; Fernandes et al., 2018; Almeida, 2020b).

Em caso de ataques que causem danos econômicos, o uso de inseticidas sistêmicos pode ser necessário. Uma vez que os pulgões colonizam a face abaxial das folhas, o controle com inseticidas não sistêmicos fica comprometido. O uso de inseticidas de largo espectro para controlar outras pragas pode debilitar e suprimir populações de inimigos naturais de afídeos e aumentar a probabilidade de surtos populacionais (Silvie et al., 2007).

De forma geral, o uso de inseticidas deve ser restringido tanto quanto possível a fim de preservar os inimigos naturais (Silva et al., 2013). Alternativamente, o

Fotos: Cherre S. B. da Silva (A), José E. Miranda (B)



**Figura 6.** Predadores de pragas sugadoras do algodoeiro. Joaninha adulta *Cycloneda sanguinea* (A) e larva de mosca *Toxomerus* sp. (B).

inseticida botânico Azamax, à base de azadiractina, mostrou-se eficiente no controle dessa praga (Santos et al., 2019). A lista completa de produtos inseticidas sintéticos recomendados para o controle da praga está disponibilizada pelo Ministério da Agricultura na internet (Brasil, 2023).

## Tripes, *Frankliniella schultzei* (Thysanoptera: Thripidae)

Altas infestações de tripses eram comuns em cultivos de algodoeiro na década de 1990. Após um período sem expressão, nos últimos cinco anos a praga voltou a causar danos expressivos em cultivos do Centro-Oeste do Brasil (Carvalho et al., 2021).

Tripes é inseto-praga de várias culturas agrícolas, como soja, feijão, algodão, tomate e fumo. Medindo entre 1 mm a 3 mm de comprimento, de coloração variável, os adultos apresentam asas franjadas e corpo afilado (Figura 7A).

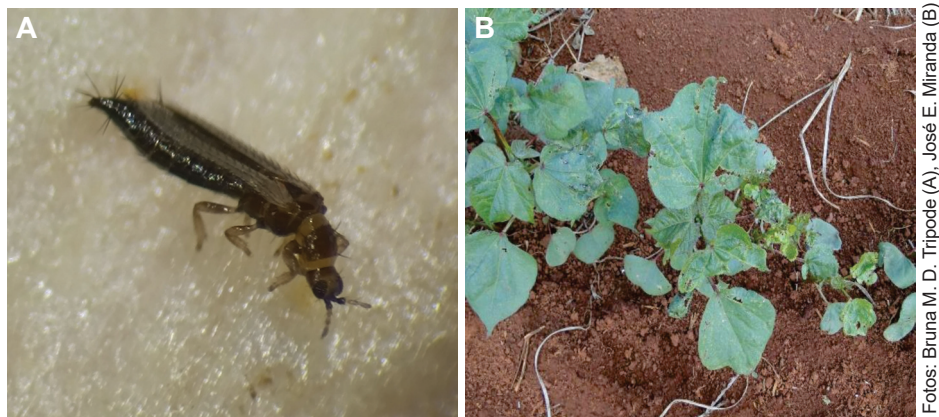
A espécie tem reprodução sexuada, sendo os ovos colocados nas folhas. As formas jovens se distinguem das adultas pela coloração mais clara e por não possuírem asas (Almeida et al., 2019). O aparelho bucal é do tipo picador-sugador, formado por três estiletes (Miranda, 2010).

A fase ninfal é dividida em quatro ínstares, sendo o inseto ativo nos dois primeiros e inativo nos dois últimos ínstares. Esse tipo de desenvolvimento é denominado remetabolia. O ciclo de vida do tripses dura em média 13 dias (Sosa-Gómez et al., 2010).

As infestações são verificadas no início do cultivo do algodoeiro, logo após a emergência ou, mais raramente, após o início da fase reprodutiva das plantas. Ocorrem em condições de baixa umidade (secas ou veranicos) e temperaturas medianas (Miranda et al., 2015a).

Esses insetos vivem nas folhas, causando ataques que promovem a alteração da consistência das folhas, que ficam coriáceas e quebradiças; atacam também as brotações e plantas jovens, provocando o encarquilhamento e espessamento das folhas do ponteiro, que adquirem coloração verde-brilhante e manchas prateadas (Figura 7B). O crescimento é prejudicado em plantas novas, com dois a quatro pares de folhas, ocasionando, também, o superbrotamento devido à quebra da dominância apical (morte da gema apical). Adultos e ninfas de tripses têm preferência por folhas novas, mas podem se alimentar também de pólen ou sugar pétalas de flores (Carvalho et al., 2021).

O período crítico de ataque vai do início da emissão do primeiro par de folhas verdadeiras até 30 dias após a emergência (Saran; Santos, 2007).



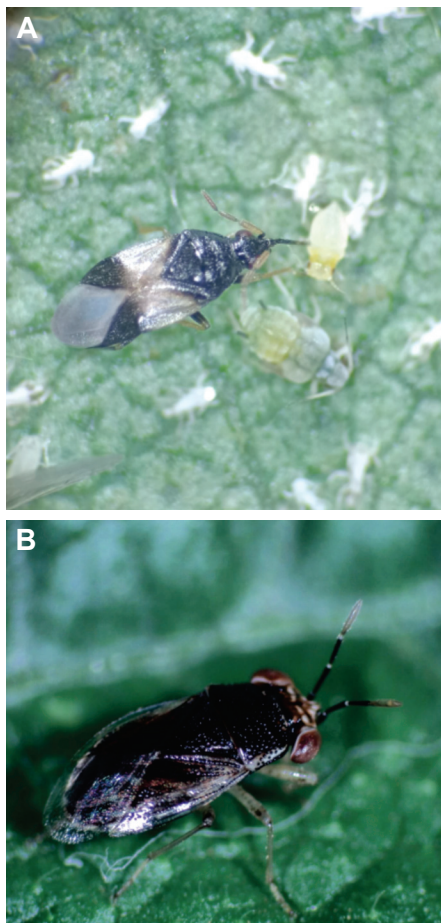
Fotos: Bruna M. D. Tripode (A); José E. Miranda (B)

**Figura 7.** Tripses, *Frankliniella schultzei*. Adulto em folha de algodoeiro (A); Plantas de algodoeiro sintomáticas de ataque de tripses (B).

## Manejo de tripses

Lavouras manejadas com critério, baseadas em amostragens frequentes para determinar os níveis populacionais de pragas e que utilizam medidas de controle químico somente quando os níveis de controle são atingidos, com

Fotos: Giovanna de Paula (A), José Francisco Arruda e Silva (B)



**Figura 8.** Percevejos predadores de pragas sugadoras do algodoeiro. *Orius insidiosus* (A); *Geocoris* sp. (B).

o emprego de inseticidas seletivos, apresentam um ambiente mais equilibrado, que favorece a manutenção de inimigos naturais (Soares et al., 2011).

Os mais eficientes inimigos naturais de tripes são os percevejos predadores *Orius insidiosus* (Figura 8A) e *Geocoris* sp. (Figura 8B). Aumentos populacionais de tripes podem estimular o incremento de populações desses percevejos, que se alimentam também de outras espécies-pragas, como os ácaros (Soares et al., 2008).

O controle químico deve ser preventivo e localizado, por meio do tratamento de sementes com inseticidas sistêmicos (Carvalho et al., 2021). Esse tratamento protege as plântulas de algodoeiro por até 30 dias após sua germinação. Por ser localizado nas sementes, preserva inimigos naturais.

Caso o ataque ocorra após o final do período residual do tratamento de sementes, o uso de inseticidas

sistêmicos, via pulverização aérea, será indicado quando o nível de controle for atingido, propiciando um período residual de até três semanas. Inseticidas do grupo das espinosinas também são indicados, por sua eficiência e seletividade (Torres; Bueno, 2018). Inseticidas não sistêmicos matam os estágios ativos, agindo por menos de uma semana; após esse período as plantas podem vir a ser recolonizadas por adultos que emergem do solo, ninfas neonatas ou por indivíduos migrantes de outras áreas. A lista completa de produtos inseticidas sintéticos recomendados para o controle da praga está disponibilizada pelo Ministério da Agricultura na internet (Brasil, 2023).



## Cochonilha-do-algodoeiro, *Phenacoccus solenopsis* (Hemiptera: Pseudococcidae)

A cochonilha-do-algodoeiro é originária da América Central. Essa espécie possui ampla distribuição geográfica e é extremamente polífaga, sendo citada como praga de mais de 150 plantas. Além de *P. solenopsis*, várias espécies de cochonilhas, como *Planococcus minor* e *Ferrisia virgata*, são citadas na cultura do algodoeiro em diversas partes do mundo. *P. solenopsis* tem sido descrita como praga-chave do algodoeiro na Índia, no Paquistão e na China (Hodgson et al., 2008; Wang et al., 2009).

No Brasil, até pouco tempo essa praga era considerada secundária na cultura do algodoeiro. Contudo, cada vez mais essa espécie tem preocupado os cotonicultores devido aos surtos populacionais, que vêm ocorrendo nos últimos anos em áreas de cultivo de algodoeiro em Goiás, Mato Grosso, Ceará, Paraíba e Pernambuco (Bastos et al., 2007b; Silva, 2012; Silva-Torres et al., 2013).

Deficiência hídrica e altas temperaturas ocorridas nos últimos anos podem estar entre os fatores que favoreceram os surtos populacionais da praga nas lavouras brasileiras de algodão (Silva, 2012).

Ninfas e adultos são morfologicamente semelhantes. Têm coloração amarelada ou rósea, com o corpo revestido por camada branca cerosa, podendo ser notadas duas listras escuras sobre o corpo (Almeida et al., 2019). Embora difícil de serem visualizados a olho nu, dois filamentos caudais são presentes (Figura 9A).

O período embrionário dura de 3 dias a 9 dias, dependendo das condições climáticas. A fase imatura da cochonilha compreende quatro instares ninfais. O ciclo de ovo a adulto da cochonilha-do-algodoeiro dura em média 14 dias para as fêmeas e 18 dias para os machos (Waqas et al., 2021).

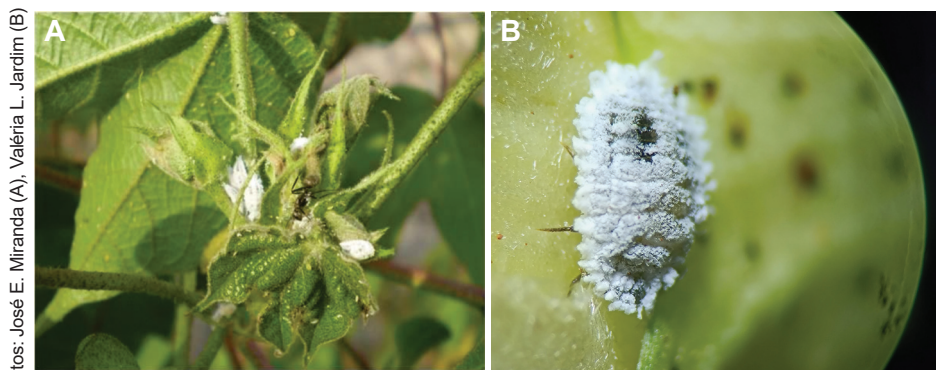
A espécie se reproduz por ovoviviparidade o ovo se desenvolve no interior do corpo da mãe. Cada fêmea dá origem a cerca de 330 descendentes. Os machos sobrevivem apenas um a dois dias, o suficiente para ocorrer a cópula. As fêmeas têm longevidade de cerca de 40 dias (Vennila et al., 2010).

A espécie de cochonilha *P. solenopsis* causa injúrias às plantas de algodão ao se instalar e se alimentar por sucção da seiva das plantas. No início da infestação, ela se concentra nos locais onde o metabolismo vegetal é acelerado (ponteiro das plantas, base de botões e de flores) e, com o passar do tempo, passa a infestar todas as partes das plantas de maneira generalizada, principalmente quando não há disponibilidade de outros hospedeiros alternativos (Figura 9B). Elevados níveis populacionais podem ocasionar a morte de plantas (Santa-Cecília et al., 2002; Martinez; Suris, 2008).

O inseto é capaz de infestar as plantas mesmo quando os capulhos já se encontram abertos (Bastos et al., 2007b), depreciando o produto final devido à excreção açucarada liberada, causando aparecimento de fumagina, tal como mosca-branca e pulgão-do-algodoeiro.

Outro fator preocupante é a dificuldade de controle da cochonilha devido à cerosidade que recobre o corpo do inseto, o que acaba dificultando a ação dos inseticidas (Santos, 2011). É comum que essa praga estabeleça interações simbióticas com formigas, que protegem as cochonilhas de predadores e parasitoides em troca da substância açucarada (mela) excretada por adultos e ninfas (Waqas et al., 2021).

Os períodos críticos de ataque de cochonilhas ocorrem por ocasião do florescimento da cultura e no final do ciclo da cultura, coincidindo com momentos de ocorrência de estresse hídrico (Soria; Degrande, 2012).



**Figura 9.** Cochonilha-do-algodoeiro, *Phenacoccus solenopsis*. Insetos nos primórdios foliares de algodoeiro (A); Detalhe da Cochonilha (B).

## Manejo de cochonilhas

Devido à recente constatação dessa espécie como causadora de injúria significativa ao algodoeiro, medidas para convívio e controle da praga ainda são pouco difundidas.

A cochonilha pode ser observada com maior incidência em períodos secos, e quando há disponibilidade de sistema de irrigação, este deve ser acionado para irrigação complementar nesses períodos, o que reduz as infestações (Silva et al., 2013).

Caulim, um minério composto de silicatos hidratados de alumínio, tem sido utilizado para proteger o algodão de pragas como o bicudo, lagartas e pulgões em cultivos agroecológicos e pequenas propriedades do Nordeste (Almeida et al., 2019). A ação do caulim se dá pela promoção do rompimento da estrutura cuticular do corpo dos insetos e pela modificação da coloração e textura da camada de cera dos tecidos vegetais, prejudicando o processo de localização e aceitação da planta hospedeira (Silva, 2020). Entretanto, quando o produto foi testado no controle populacional da cochonilha-do-algodoeiro, verificou-se que o ciclo de vida do inseto foi reduzido com consequente crescimento populacional da praga (Guedes et al., 2020).

Parece haver uma influência direta da camada de caulim na proteção dos ovos do inseto contra choques térmicos, pela redução da umidade no microclima da região das plantas onde a cochonilha se desenvolve, aumentando assim sua viabilidade. Dessa forma, os autores recomendam cautela com o uso do caulim em áreas com histórico de ocorrência de cochonilhas-do-algodoeiro.

O conhecimento da eficiência de moléculas sintéticas e naturais no controle de *P. solenopsis* constitui-se em informação fundamental para o convívio com a praga, necessitando-se selecionar moléculas e concentrações que possam causar mortalidade significativa da praga. Atualmente não existe registro de nenhum produto sintético no Ministério da Agricultura para o controle dessa praga.

Miranda et al. (2011) testaram vários inseticidas contra a cochonilha-do-algodoeiro. Os inseticidas que apresentaram maior eficiência de controle foram paration metílico (96%), acetamiprido (83,5%) e tiametoxam (68%). Estudos realizados por Mamoon-ur-Rashid et al. (2011) mostraram que, após 48 horas de exposição a tiametoxam, a mortalidade de *P. solenopsis* atingiu 91,5%.



Entre as opções de controle agroecológico, destacam-se produtos à base de azadiractina, como Azamax, cuja aplicação promoveu redução significativa da população da cochonilha-do-algodoeiro, sem, no entanto, afetar a população de aranhas *Misumenoides* sp. e joaninhas *Hipodammia convergens* (Santos et al., 2019).

Um estudo em andamento feito pela Embrapa Algodão e pelo Instituto Nacional do Semiárido (Insa) visa desenvolver um inseticida à base de extrato de sisal (*Agave sisalana*) para controle de cochonilhas (Santos, 2022). A obtenção de compostos vegetais inseticidas é estratégia interessante, de baixo impacto ambiental e, possivelmente, seletiva a inimigos naturais.

## Percevejo-castanho, *Scaptocoris castanea* (Hemiptera: Cydnidae)

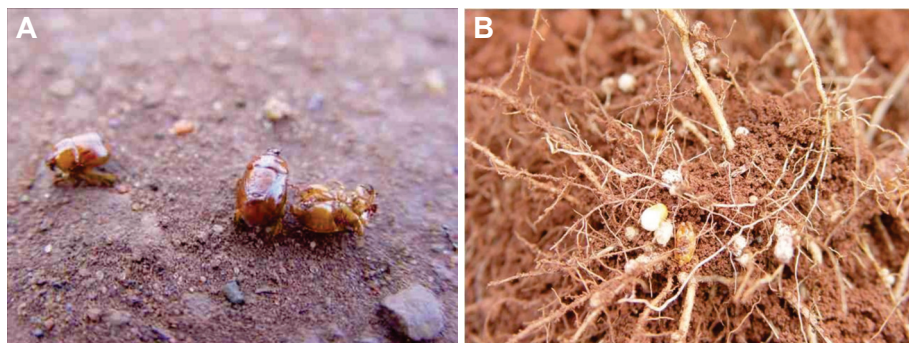
Inseto de hábito subterrâneo, o percevejo-castanho suga as raízes das plantas, causando acentuado atraso no desenvolvimento delas e prejudicando a produção. Nas épocas mais secas, aprofundam-se no solo e procuram as regiões mais úmidas e, durante as chuvas, retornam à superfície (Nascimento et al., 2014).

Formas jovens são de coloração branca e adultas são de coloração marrom-claro (Figura 10A). Ambas as formas têm hábito subterrâneo e sugam a seiva das raízes do algodoeiro (Figura 10B).

Essas espécies são polípagas, podendo atacar várias culturas, como soja, milho, sorgo e pastagens e são facilmente identificadas no momento da abertura dos sulcos de plantio, pelo cheiro desagradável que exalam (Miranda et al., 2015b).

Adultos e ninfas ficam protegidos por uma câmara ovalada no interior do solo. As ninfas passam por cinco ínstaes, sendo a duração total do período ninfal de aproximadamente 150 dias (Oliveira et al., 2000).

Com o ataque do percevejo da raiz, observam-se no campo plantas amareladas, raquíticas, murchamento e posteriormente a morte da planta. Esses sintomas podem ser confundidos com deficiência nutricional, mas são facil-



Fotos: Lúcia M. Vivan

**Figura 10.** Percevejo-castanho, *Scaptocoris castanea*. Adultos no solo (A); Indivíduos na raiz do algodoeiro (B).

mente diferenciados quando as plantas são arrancadas do solo, pois exalam um odor típico de maria-fedida, oriundo das glândulas odoríferas dos percevejos (Vivan et al., 2013).

A sucção contínua da seiva por ninfas e adultos leva a planta ao definhamento, seca e morte. Quando o ataque é intenso, há a necessidade de replantio. As plantas que sobrevivem ao ataque têm seu desenvolvimento comprometido, notando-se nítida diferença no porte e na capacidade de produção de estruturas florais entre áreas atacadas e não atacadas (Miranda et al., 2016).

O período crítico de ataque, quando os prejuízos são maiores, situa-se no período de estabelecimento da cultura, entre a emergência e os 40 dias após a emergência das plantas (Oliveira et al., 2000; Miranda, 2010).

## Manejo de percevejos-castanhos

Em áreas onde há histórico de infestação dessa praga, cerca de 20 dias antes da semeadura o produtor deve realizar amostragens no solo com o auxílio de trado ou pás a fim de detectar o problema. Caso seja detectada a presença dos insetos, a área infestada deverá ser evitada para cultivo do algodoeiro (Miranda et al., 2015b).

A subsolagem de áreas infestadas após a colheita da cultura anterior e a aração seguida de duas gradagens são medidas culturais que suprimem a população dos insetos pela ação mecânica dos implementos e pela exposição de ninfas e adultos ao sol e aos inimigos naturais (Miranda et al., 2015b).

O enraizamento das plantas de algodoeiro deve ser estimulado através da aplicação de nitrogênio no solo na forma de sulfato de amônio antes da semeadura. Da mesma forma, adubações de cobertura contendo sulfato de amônio aceleram o desenvolvimento da planta e potencializam sua capacidade de suportar o ataque da praga (Nascimento et al., 2014).

A rotação de cultura, utilizando cultivos menos suscetíveis como o girassol e a mamona, é estratégia usada em áreas com histórico de infestação (Ferreira et al., 2016).

O controle químico do percevejo-castanho nem sempre tem se mostrado eficiente, mas depende de boas condições de umidade do solo durante as aplicações. Apenas um produto comercial (Terbufós 150G) está registrado para o controle de percevejo-castanho (Brasil, 2023).

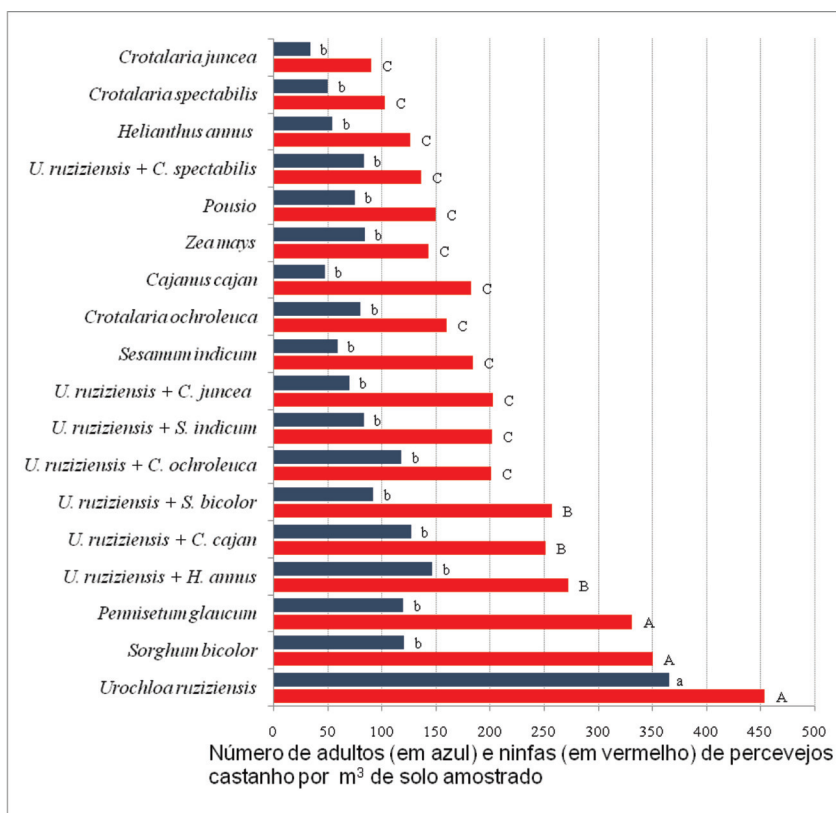
O controle do percevejo-castanho por inoculação de nematoides entomopatogênicos dos gêneros *Steinernema* e *Heterorhabdits* pode ser uma alternativa para o controle eficaz e duradouro. Bioinsumos à base de nematoides *S. feltiae* e *Heterorhabditis* sp., desenvolvidos pelo Instituto Biológico de São Paulo, já são comercializados por empresas parceiras para o controle do percevejo-castanho e de outras pragas de solo (Miranda; Tripode, 2022).

Por serem suscetíveis à deficiência hídrica, os nematoides parasitas de insetos são mais efetivos em condições de alta umidade do solo. Altamente sensíveis também a raios ultravioleta, a utilização desses organismos em áreas de plantio direto é opção interessante, uma vez que não há revolvimento do solo e exposição ao sol.

A correção do perfil do solo visa aumentar a fertilidade do solo por meio de aplicação de corretivos como o calcário e o gesso. Ao permitir uma melhor condição nutricional para as plantas, esses corretivos podem influir positivamente no controle populacional de pragas de solo. Esse tipo de manejo alternativo foi sugerido por Nascimento et al. (2014), usando fontes de enxofre para reduzir as perdas promovidas por população de percevejos-castanhos. O estudo concluiu que o uso de fontes de enxofre (sulfato de cálcio e sulfato de amônio) promove a tolerância do algodoeiro ao ataque dos insetos.

O controle cultural também é uma alternativa para o controle de percevejo-castanho, destacando-se medidas de rotação de culturas e uso de plantas de cobertura (Ferreira et al., 2012; Ferreira et al., 2016).

Na avaliação de cultivos de algodoeiro em áreas manejadas no sistema de plantio direto, com inserção de plantas de cobertura no esquema de rotação das culturas, Miranda et al. (2022) identificaram plantas de cobertura que prejudicam as populações de percevejos-castanhos, com destaque para *Crotalaria* sp., feijão-guandu, gergelim e girassol (Figura 11). Por outro lado, os autores recomendam fortemente evitar o uso de *Urochloa ruziziensis* como planta de cobertura em áreas infestadas, visto que essas espécies permitiram a permanência das populações de percevejos-castanhos na área onde o algodoeiro foi posteriormente cultivado.



**Figura 11.** Efeito da sucessão de plantas de cobertura-algodão na infestação ninfas e adultos de percevejos-castanhos (*Scaptocoris castanea*). Os tratamentos se referem às plantas de cobertura antecedentes ao algodoeiro. Os dados foram coletados na fase inicial do cultivo do algodoeiro.

Fonte: Miranda et al. (2022).

## Percevejo-marrom, *Euschistus heros* (Hemiptera: Pentatomidae)

Percevejos fitófagos ocorrem em várias culturas de importância agrícola, como soja, feijão, milho, algodão, girassol, trigo, etc. Podem se alimentar da parte aérea ou de raízes das plantas e são facilmente identificadas pelo cheiro desagradável que exalam (Garbelotto; Campos, 2014).

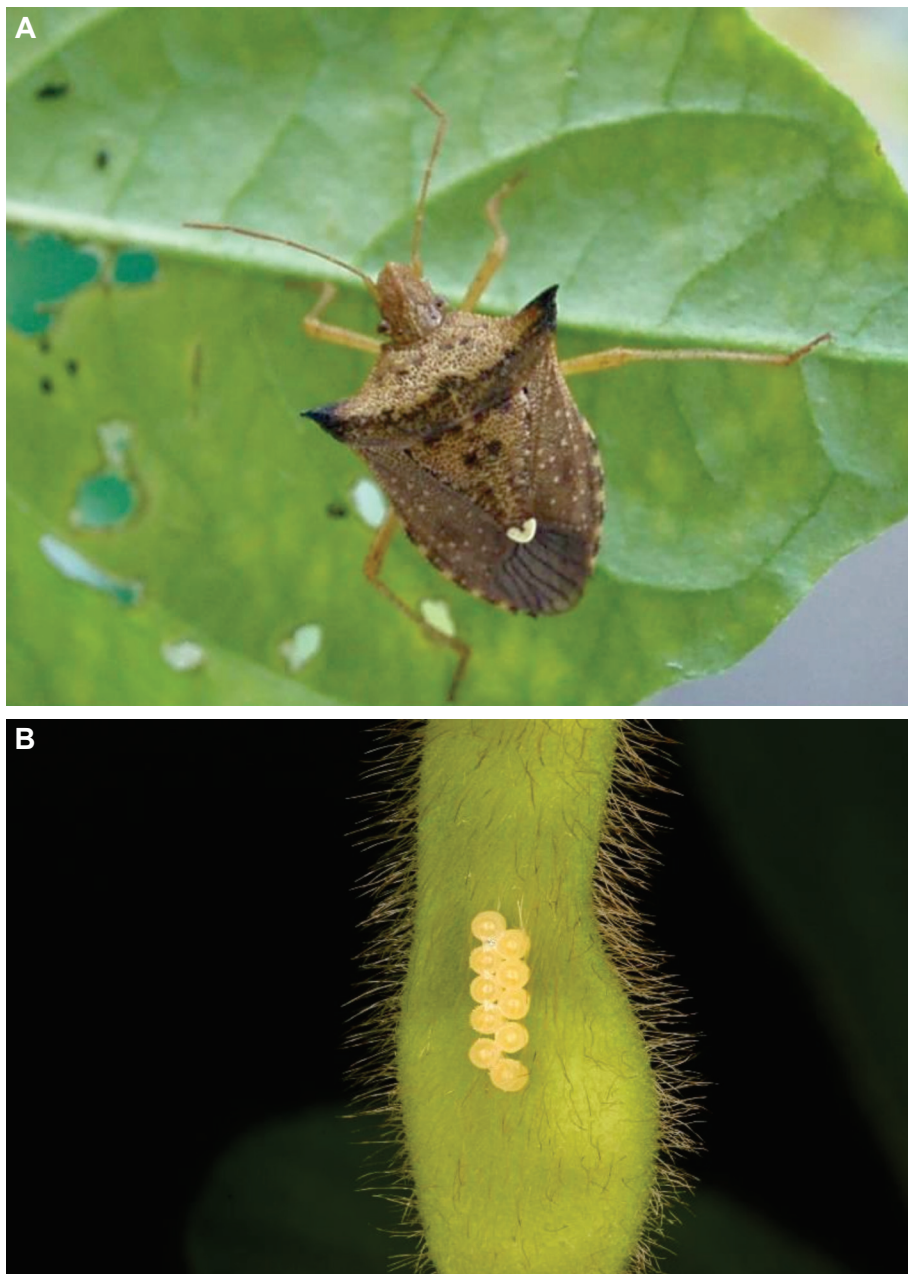
Percevejos fitófagos da parte aérea do algodoeiro, devido ao seu hábito alimentar, ocorrem durante o período reprodutivo da planta, surgindo no aparecimento dos botões florais e indo até a fase de formação de capulhos (Silvie et al., 2007; Miranda et al., 2015a). Esses insetos podem viver mais de 300 dias quando as condições são favoráveis, nas quais há ocorrência de temperaturas elevadas (Bélot; Vilela, 2019).

Na cultura do algodão ocorrem tanto os percevejos fitófagos como os predadores. Morfologicamente, percevejos fitófagos se diferem dos predadores pelo aparelho bucal: enquanto os fitófagos apresentam um rostro (bico) fino e comprido, prolongando-se até o segundo par de pernas, os predadores apresentam o rostro curvo e curto, que não ultrapassa o primeiro par de pernas (Panizzi et al., 2012).

A espécie mais importante na cultura do algodão e que tem ocorrido com frequência na maioria das áreas produtoras provenientes da cultura da soja é o percevejo-marrom, *Euschistus heros* (Figura 12A).

As fêmeas do percevejo-marrom ovipositam entre 5 e 10 ovos de coloração amarelada sobre folhas ou frutos das plantas hospedeiras (Figura 12B). A fase ninfal tem coloração amarronzada no início, podendo surgir formas verdes, castanhas ou acinzentadas. Na fase adulta, apresenta coloração marrom-escuro e possui expansões laterais em forma de espinhos pontiagudos no pronoto (dorso) (Sosa-Gómez et al., 2010).

Nos botões florais, as injúrias provocadas por esses insetos são deformações, atrofiamento e abscisão. As maçãs têm o desenvolvimento comprometido, verificando-se pontuações internas e deformações que adquirem formato característico denominado “maçãs bico-de-papagaio”, as quais não se abrem normalmente (Miranda et al., 2015a).



Fotos: Edson Hirose

**Figura 12.** Percevejo-marrom, *Euschistus heros*. Adulto (A); Postura contendo 10 ovos sobre vagem de soja (B).

Capulhos apresentam-se defeituosos, com manchas nas fibras causadas pelas dejeções e podridões e devido ao aparecimento de fungos e bactérias oportunistas. Em situações de ataque severo, ocorre um crescimento exagerado de ramos com os entrenós alongados e, assim, as plantas crescem demais (Silvie et al., 2007).

A presença de cultivos de soja nas proximidades da lavoura do algodão propicia o ataque de percevejos ao cultivo do algodoeiro. Após a senescência e colheita da leguminosa, os insetos tendem a migrar para áreas com algodoeiro (Miranda, 2010; Netto et al., 2020).

Ocorrências mais frequentes do percevejo-marrom são verificadas após períodos chuvosos e com temperaturas elevadas. O período crítico de ataque se dá a partir do florescimento e vai até a fase final da cultura, estando relacionado à senescência de culturas de soja vizinhas ao cultivo do algodoeiro (Netto et al., 2020).

## Manejo de percevejos

Várias espécies de inimigos naturais são encontradas nas lavouras, reduzindo as populações dos percevejos e mantendo-as abaixo do nível de dano econômico. Os parasitoides de ovos das espécies *Trissolcus basalis* e *Telenomus podisi* são os mais importantes (Bastos; Torres, 2005; Soares et al., 2008; Almeida, 2020a).

A preservação dessas duas espécies de micro-himenópteros configura-se em importante estratégia de controle biológico natural. Esses parasitoides atacam ovos de várias espécies de percevejos e esse hábito de polifagia favorece o controle de percevejos da cultura do algodoeiro, na qual essas espécies podem ocorrer simultaneamente (Bastos; Torres, 2005).

Os parasitoides são capazes de ovipositar logo após a emergência, embora o pico de oviposição ocorra no segundo dia após a emergência (Soares et al., 2008).

O controle biológico com a utilização de fungos entomopatógenos é outra estratégia interessante no controle de percevejos (Almeida, 2020a).



Como forma de superar a barreira química representada pela camada epicuticular de algumas espécies de pragas, a combinação de doses subletais de inseticidas químicos com entomopatógenos fúngicos tem sido estudada. Quintela et al. (2013) relataram uma mistura de conídios de *Metarhizium anisopliae* com dose subletal de tiametoxam aumentando significativamente a mortalidade de percevejos. Essa estratégia para melhorar a atividade de micoinseticidas também pode ser aplicada para retardar ou prevenir a resistência a inseticidas e reduzir a dependência dessa ferramenta no manejo.

Quanto ao controle químico de percevejo-marrom, inseticidas na metade da dose usual são indicados em mistura com cloreto de sódio (sal de cozinha) a 0,5% da calda. No uso de equipamentos aéreos, a concentração do sal é alterada para 0,75% (Corso, 1990). O sal apresenta efeito arrestante para picadas de prova dos percevejos, aumentando o tempo de permanência do inseto sobre o alimento e a sua exposição aos inseticidas. Esse método favorece a eficiência e a seletividade dos inseticidas a organismos não alvos.

A lista completa de produtos inseticidas sintéticos recomendados para o controle da praga está disponibilizada pelo Ministério da Agricultura na internet (Brasil, 2023).

No início do ataque, o controle químico nas proximidades do cultivo de soja tende a ser suficiente. Tem sido observado que, em geral, a eliminação da população inicial nessas áreas é suficiente para manter a cultura com populações reduzidas de percevejos nos períodos críticos de ataque (Silvie; Thomazoni, 2007).

Aplicações localizadas para pragas do algodoeiro e efetuadas logo no início da detecção das infestações podem dispensar aplicações em área total. Isso representa uma economia de 10 a 12 aplicações de inseticidas em área total por safra. Como exemplo, um estudo mostrou que o manejo localizado utilizando mapas de distribuição especial por aplicativo específico e aplicação de parasitoides *Telenomus podisi* para controle do percevejo-marrom reduziu em 50% a demanda de pulverização para controle dessa praga (Rogia et al., 2021).



## Considerações finais

O rápido crescimento populacional de pragas sugadoras exige levantamentos frequentes. Muitas vezes a detecção tardia encontra as populações de sugadores em níveis já elevados, exigindo estratégias de controle químico em área total e, mesmo assim, ocorrendo perdas de produção ou comprometimento da qualidade da pluma do algodão. Além disso extensas áreas de cultivo dificultam a detecção dessas pragas, quando a amostragem é visual.

As novas tecnologias de agricultura digital que estão sendo desenvolvidas — como aplicativos, drones e sensores automatizados — devem melhorar a eficiência das amostragens, reduzir o tempo necessário para a tomada de decisão e assegurar o controle precoce das pragas sugadoras.

Os agentes de controle biológico estão cada vez mais em pauta, demandas crescentes e conscientização de sua importância no manejo de pragas estão fomentando a produção comercial de diversas cepas de fungos e bactérias entomopatogênicas e de parasitoides eficientes no controle de sugadores (Almeida et al., 2019). Esse método de controle tende a ser mais utilizado nas lavouras de algodão do Brasil e seu uso vai reduzir o impacto de inseticidas na cultura e aumentar a sustentabilidade da lavoura.

A fim de potencializar o uso do controle biológico, o controle químico utilizado com parcimônia e com o emprego de inseticidas seletivos é técnica racional que contribui para o equilíbrio das populações de insetos no ambiente agrícola.

O controle cultural com a rotação de culturas incluindo espécies de plantas de cobertura que desfavorecem populações de sugadores também tem sido cada vez mais implementado nas lavouras de algodão. Até porque o sistema plantio direto, que utiliza esses preceitos, traz diversas outras vantagens agronômicas já conhecidas pelo produtor.

Essas técnicas combinadas e utilizadas com base em monitoramento eficiente e em tempo hábil são importantes fatores no sucesso do manejo de pragas sugadoras na cultura do algodoeiro.

## Referências

- ABRAPA. **Relatório de Gestão - Biênio 2017-2018**. 1. ed. Brasília, DF, 2018. 480 p.
- ABRAPA. Associação Brasileira dos Produtores de Algodão. **Análises históricas de área, produção e produtividade do algodão no Brasil**. Brasília, DF, 2023. Disponível em <<https://abrapa.com.br/dados/>>. Acesso em: 16 ago. 2023.
- ALMEIDA, R. P. de. **Táticas agroecológicas para o manejo de insetos-praga da cultura do algodoeiro**. Campina Grande: Embrapa Algodão, 2020a. 69 p. (Embrapa Algodão. Circular Técnica, 141).
- ALMEIDA, R. P. de. **Aspectos biológicos e etológicos de *Chrysoperla externa* Hagen, 1861 (Neuroptera: Chrysopidae)**. Campina Grande: Embrapa Algodão, 2020b. 20 p. (Embrapa Algodão. Boletim de Pesquisa e Desenvolvimento, 105).
- ALMEIDA, R. P. de; SOARES, J. J.; ALBUQUERQUE, F. A. **Manejo agroecológico de pragas do algodoeiro**. Campina Grande: Embrapa Algodão, 2019. 48 p. (Embrapa Algodão. Documentos, 283).
- ARAÚJO, L. H. A.; BLEICHER, E.; SOUSA, S. L.; QUEIROZ, J. C. **Manejo de mosca branca *Bemisia argentifolii* Bellows & Perring no algodoeiro**. Campina Grande: Embrapa Algodão, 2000. 12 p. (Embrapa Algodão. Circular Técnica, 40).
- BASTOS, C.S.; TORRES, J.B. **Controle biológico e o manejo de pragas do algodoeiro**. Campina Grande: Embrapa Algodão, 2005. 63 p. (Embrapa Algodão. Circular Técnica, 72).
- BASTOS, C. S.; SILVEIRA, J. D. M.; SANTANA, R. M. C.; SOARES, J. J. **Seletividade de pesticidas à *Chrysoperla externa* (Hagen) (Neuroptera: Chrysopidae)**. Campina Grande: Embrapa Algodão, 2007a. 12 p. (Embrapa Algodão. Comunicado Técnico, 346).
- BASTOS, C. S.; ALMEIDA, R. P. de; VIDAL NETO, F. DAS C.; ARAÚJO, G. P. de. Ocorrência de *Planococcus minor* Maskell (Hemiptera: Pseudococcidae) em algodoeiro no Nordeste do Brasil. **Neotropical Entomology**, v. 36, p. 625-628, 2007b.
- BÉLOT, J. L. R.; VILELA, P. M. C. A. **Compêndio de identificação - Problemas agrônômicos em algodoeiro e ferramentas de controle**. Cuiabá: Instituto Mato-grossense do Algodão, 2019. 304 p.

BÉLOT, J. L. R.; BARROS, E. M.; MIRANDA, J. E. Riscos e oportunidades: o bicudo-do-algodoeiro. In: ASSOCIAÇÃO MATO-GROSSENSE DOS PRODUTORES DE ALGODÃO.

**Desafios do Cerrado:** como sustentar a expansão da produção com produtividade e competitividade. Cuiabá, 2016. p. 77-118.

BENEVENUTE, J. S.; MORAIS, E. F.; PICANÇO, M. C.; CHAVES, G. S.; CAMPOS, S. O.; FERREIRA, D. O. Efeito da chuva sobre o pulgão das brássicas e o pulgão do nabo. **Horticultura Brasileira**, v. 30, p. 1094-1100, 2012.

BOAVENTURA, H. A.; QUINTELA, E. D.; SANTOS, E. N.; SILVA, J. F. A.; HUMBER, R. A. Susceptibility of all nymphal stages of *Bemisia tabaci* biotype b (Hemiptera: Aleyrodidae) to three Brazilian isolates of *Cordyceps* sp. (Hypocreales: Cordycipitaceae) in a screenhouse under variable temperature and moisture conditions. **Neotropical Entomology**, v. 49, p. 1-16, 2021.

BRASIL. Ministério da Agricultura e Pecuária. **Agrofit - Sistema de agrotóxicos fitossanitários**. c2003. Disponível em: <agrofit.agricultura.gov.br/agrofit\_cons/principal\_agrofit\_cons>. Acesso em: 16 jan. 2023.

BRAENDLE, C.; DAVIS, G. K.; BRISSON, J. A.; STERN, D. L. Wing dimorphism in aphids. **Heredity**, v. 97, p. 192-199, 2006.

CARVALHO, N. E.; SOUZA, E. P.; VILHASANTI, C. B.; SANTANA, L. S.; DEGRANDE, P. E. Presença inoportuna. **Revista Cultivar**, v. 268, p. 40-46, 2021.

CHITARRA, L. G. **Identificação e controle das principais doenças do algodoeiro**. Campina Grande: Embrapa Algodão, 2014. 84 p. (Embrapa Algodão. Cartilha, 2).

CORSO, I. C. **Uso de sal de cozinha na redução da dose de inseticida para controle de percevejos da soja**. Londrina: Embrapa Soja, 1990. 7 p. (Embrapa Soja. Comunicado Técnico, 45).

CROSARIOL NETTO, J.; ROLIM, G. G.; PAPA, G. Manejo integrado de pragas no algodoeiro. In: BÉLOT, J. L. R.; VILELA, P. M. C. A. **Manual de boas práticas de manejo do algodoeiro em Mato Grosso**. Cuiabá: Instituto Mato-Grossense do Algodão, 2020. p. 262-291.

FERNANDES, F. S.; RAMALHO, F. S.; MALAQUIAS, J. B.; NASCIMENTO JUNIOR, J. L.; CORREIA, E. T.; ZANUNCIO, J. C. Within-plant distribution of cotton aphid (Hemiptera: Aphididae) in cotton cultivar with colored fibers. **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, v. 84, p. 707-719, 2012.

FERNANDES, F. S.; GODOY, W. A. C.; RAMALHO, F. S.; GARCIA, A. G.; SANTOS, B. D. B.; MALAQUIAS, J. B. Population dynamics of *Aphis gossypii* Glover and in sole and intercropping systems of cotton and cowpea. **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, v. 90, p. 311-323, 2018.

FERREIRA, A. C. B.; BORIN, A. L. C. D.; LAMAS, F. M.; ASMUS, G. L.; MIRANDA, J. E.; BOGIANI, J. C.; SUASSUNA, N. D. **Plantas que minimizam problemas do sistema de produção do algodoeiro no Cerrado**. Campina Grande: Embrapa Algodão, 2012. 4 p. (Embrapa Algodão. Comunicado Técnico, 371).

GABRIEL, D. **Pulgão do algodoeiro**: um sério problema. São Paulo: Instituto Biológico, 2009. 5 p. (Instituto Biológico. Comunicado Técnico, 122).

GALLO, D.; NAKANO, O.; SILVEIRA NETO, S.; CARVALHO, R. P. L.; BAPTISTA, G. C.; BERTI FILHO, E.; PARRA, J. R. P.; ZUCCHI, R. A.; ALVES, S. B.; VENDRAMIM, J. D.; MARCHINI, L. C.; LOPES, J. R. P.; OMOTO, C. **Entomologia agrícola**. Piracicaba: Fundação de Estudos Agrários Luiz de Queiroz, 2002. 902 p.

GARBELOTTO, T. A.; CAMPOS, L. A. **A subfamília Pentatominae**. In: **Pentatominae do Sul de Santa Catarina**. Curitiba: Sociedade Brasileira de Zoologia, 2014. p. 7-8.

GUEDES, V. S.; SILVA, C. A. D.; ZANUNCIO, J. C. Survival, development and reproduction of *Phenacoccus solenopsis* (Hemiptera: Pseudococcidae) on kaolin-treated cotton. **Brazilian Journal of Biology**, v. 80, p. 711-716, 2020.

GUIMARÃES, J. A.; MOURA, A. P.; OLIVEIRA, V. R. **Biologia e manejo do pulgão *Aphis gossypii* em meloeiro**. Brasília, DF: Embrapa Hortaliças, 2013. 7 p. (Embrapa Hortaliças. Comunicado Técnico, 93).

HODGSON, C. J.; ABBAS, G.; ARIF, M. J.; SAEED, S.; KARAR, H. *Phenacoccus solenopsis* Tinsley (Sternorrhyncha: Coccoidea: Pseudococcidae), an invasive mealybug damaging cotton in Pakistan and India, with a discussion on seasonal morphological variation. **Zootaxa**, v. 1913, p. 1-35, 2008.

INSTITUTO MATO-GROSSENSE DE ECONOMIA AGROPECUÁRIA. **Indicadores — Algodão**. Cuiabá, [201-?]. Disponível em: [www.imea.com.br/imea-site/indicador-algodão](http://www.imea.com.br/imea-site/indicador-algodao). Acesso em: 7 jul. 2022.

MAMOON-UR-RASHID, M.; KHATTAK, M. K.; ABDULLAH, K.; HUSSAIN, S. Toxic and residual activities of selected insecticides and neem oil against cotton mealybug, *Phenacoccus solenopsis* Tinsley (Sternorrhyncha: Pseudococcidae) under laboratory and field conditions. **Pakistan Entomologist**, v. 33, p. 151-155, 2011.

MARCHI, B. R.; SMITH, H. A. Efficacy of buprofezin, pyriproxyfen and spirotetramat against *Bemisia tabaci* MEAM1 nymphal field populations in Florida. **Crop Protection**, v. 149, p. 1-6, 2021.

MARTINEZ, M. A.; SURIS, M. Biología de *Phenacoccus solenopsis* (Maskell) (Homoptera: Pseudococcidae) en condiciones de laboratorio. **Revista de Protección Vegetal**, v. 13, p. 199-201, 2008.

MASCARIN, G. M.; LOPES, R. B.; DELALIBERA JÚNIOR, I.; FERNADES, E. K. K.; LUZ, C.; RARIA, M. Current status and perspectives of fungal entomopathogens used for microbial control of arthropod pests in Brazil. **Journal of Invertebrate Pathology**, v. 165, p. 46-53, 2019.

MIRANDA, J. E. **Manejo integrado de pragas do algodoeiro nos Cerrados brasileiros**. Campina Grande: Embrapa Algodão, 2010. 37 p. (Embrapa Algodão. Circular Técnica, 131).

MIRANDA, J. E.; TRIPODE, B. M. D. Recent advances in integrated pest management in cotton crops in Brazil. **Cotton Innovation**, v. 2, p. 4-18, 2022.

MIRANDA, J. E.; SUASSUNA, N. D.; MORELLO, C. L.; SILVA, M. V. F. **Doença azul do algodoeiro: novos aspectos a serem considerados no manejo**. Campina Grande: Embrapa Algodão, 2008. 12 p. (Embrapa Algodão. Circular Técnica, 121).

MIRANDA, J. E.; NASCIMENTO, V. L.; TRIPODE, B. M.; ABREU, T. P. F.; ANJOS, D. E. Suscetibilidade de *Phenacoccus solenopsis* a inseticidas. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ALGODÃO, 8.; COTTON EXPO, 1., 2011, São Paulo. **Evolução da cadeia para construção de um setor forte**: Anais. Campina Grande: Embrapa Algodão, 2011. p. 274-280.

MIRANDA, J. E.; RODRIGUES, S. M. M.; ALBUQUERQUE, F. A.; SILVA, C. A. D.; ALMEIDA, R. P.; RAMALHO, F. S. **Guia de identificação de pragas do algodoeiro**. Campina Grande: Embrapa Algodão, 2015a. 69 p. (Embrapa Algodão. Documentos, 255).

MIRANDA, J. E.; FERREIRA, A. C. B.; BORIN, A. L. C. D.; BARBIERI, A. L. **Sistemas de cultivo e plantas de cobertura como medidas de supressão do percevejo castanho no algodoeiro**. Campina Grande: Embrapa Algodão, 2015b. 8 p. (Embrapa Algodão. Circular Técnica, 138).

MIRANDA, J. E.; MALAQUIAS, J. B.; NETO, O. G.; VIVAN, L. M. Castanho amargo. **Revista Cultivar**, v. 207, p. 12-14, 2016.

MIRANDA, J. E.; FERREIRA, A. C. B.; BORIN, A. L. C. D.; SILVA FILHO, J. L.; TRIPODE, B. M. D.; BARBIERI, A. L.; NASCIMENTO NETO, O. G. Impact of cover crops and rainfall distribution on *Scaptocoris castanea* (Hemiptera: Cydnidae). **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 57, p. 1-6, 2022.

MIRANDA, J. E.; RODRIGUES, S. M. M.; TRIPODE, B. M. D. Panorama dos sugadores.

**Revista Cultivar**, v. 285, p. 26-30, 2023.

NASCIMENTO, V. L.; MALAQUIAS, J. B.; MIRANDA, J. E.; CARVALHO, M. C. S. Sulphur sources on the management of *Scaptocoris castanea* Perty (Hemiptera: Cydnidae) on cotton.

**Revista Colombiana de Entomologia**, v. 40, p. 15-20, 2014.

OLIVEIRA, L. J.; MALAGUIDO, A. B.; NUNES JÚNIOR, J.; CORSO, I. C.; DE ANGELIS, S.; FARIA, L. C.; HOFFMANN-CAMPO, C. B.; LANTMANN, A. F. **Percevejo-castanho-da-raiz em sistema de produção de soja**. Londrina: Embrapa Soja, 2000. 44 p. (Embrapa Soja. Circular Técnica, 28).

OLIVEIRA, J. E. M.; DE BORTOLI, S. A.; DANTOS, R. F.; BRITO, J.; MIRANDA, J. E. Capacidade predatória de *Orius insidiosus* predando *Aphis gossypii* sob o efeito da temperatura e variação da temperatura e fotoperíodo. **Boletín de Sanidad Vegetal – Plagas**, v. 34, p. 319-328, 2008.

PANIZZI, A. R.; BUENO, A. F.; SILVA, F. A. C. Insetos que atacam vagens e grãos. In: HOFMANN-CAMPO, C. B.; CÔRREA-FERREIRA, B. S.; MOSCARDI, F. (ed.). **Soja: manejo integrado de insetos e outros artrópodes-praga**. Brasília, DF: Embrapa, 2012. p. 335-420.

PEREIRA, R. R. C.; BARBOSA, R. D.; FERREIRA, L. D.; SILVA, D. M. P.; ZACHÉ, R. R. C.; PEREIRA, C. E. Biological aspects and feeding behavior of cotton aphid in watermelon cultivars submitted to silicon application. **Arquivos do Instituto Biológico**, v. 87, p. 1-6, 2020.

QUINTELA, E. D.; ABREU, A. G.; LIMA, J. F. S.; MASCARIN, G. M.; SANTOS, J. B.; BROWN, J. K. Reproduction of the whitefly *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) B biotype in maize fields (*Zea mays* L.) in Brazil. **Pest Management Science**, v. 72, p. 2181–2187, 2016.

RANGEL, L. E. P.; BOTTON, M.; PAPA, G.; YAMAMOTO, P. T.; ROGGIA, S. Uso de neonicotinoides no Brasil – Situação atual dos produtos registrados. Botton 2014 – Relação Agricultura-Apicultura. In: WORKSHOP RELAÇÃO PRODUTIVA ENTRE AGRICULTURA E APICULTURA, 1., 2014, Belo Horizonte. **Anais...** Belo Horizonte: SBDA, 2014. p. 47-53. Disponível em: <<https://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/127056/1/Botton2014-Relacao-Agricultura-Apicultura.pdf>>. Acesso em: 24 jan. 2023.

RODRIGUES, S. M. M.; VIVAN, L. M. **A Mosca-branca (*Bemisia tabaci* biótipo B) no Mato Grosso**. Campina Grande: Embrapa Algodão, 2007. 9 p. (Embrapa Algodão. Circular Técnica, 111).

RODRIGUES, S. M. M.; SILVA, A. F. Weeds associated with cotton crop and hosting whitefly. **Arquivos do Instituto Biológico**, v. 85, p. 1-5, 2018.

ROGIA, S.; BUENO, A. F.; OLIVEIRA, M. C. N.; GREGO, C. R.; VICENTE, A. K. VICENTE, L. E. Controle localizado. **Revista Cultivar**, v. 263, p. 24-28, 2021.

SANTA-CECÍLIA, L. V. C.; REIS, P. R.; SOUZA, J. C. Sobre a nomenclatura das espécies de cochonilhas-farinhas do cafeeiro nos estados de Minas Gerais e Espírito Santo. **Neotropical Entomology**, v. 31, p. 333-334, 2002.

SANTOS, E. Novo inseticida para controle de cochonilhas da palma forrageira e algodoeiro será desenvolvido pela Embrapa e Insa. **Embrapa News - Research, development and innovation coping with droughts**, 2022. Disponível em: <<https://www.embrapa.br/busca-de-noticias/-/noticia/68462127/novo-inseticida-para-controle-de-cochonilhas-da-palma-forrageira-e-algodoeiro-sera-desenvolvido-pela-embrapa-e-insa>>. Acesso em: 16 jan. 2023.

SANTOS, W. J. Manejo das pragas do algodão com destaque para o Cerrado brasileiro. In: CIA, E.; FREIRE, E. C. **Algodão no Cerrado do Brasil**. Aparecida de Goiânia: Mundial, 2011. p. 507-510.

SANTOS, C. A. M.; AZEVEDO, F. R.; ALBUQUERQUE, F. A.; ARAÚJO, G. P.; SILVA, W. I. D.; MESQUITA, F. O. Azamax® application interval on cotton sucking pests and their natural enemies. **Revista Verde de Agroecologia e Desenvolvimento Sustentável**. v. 14, p. 389-396, 2019.

SARAN, P. E.; SANTOS, W. J. **Manual de pragas do algodoeiro. Identificação, biologia e sintomas de danos**. São Paulo: FMC, 2007. 280 p.

SILVA, C. A. D. Occurrence of new species of mealybug on cotton fields in the states of Bahia and Paraíba, Brazil. **Plant Protection**, v. 71, p. 467-470, 2012.

SILVA, C. A. D. **Caulim e sua utilização na proteção de algodoeiros contra artrópodes-praga**. Campina Grande: Embrapa Algodão, 2020. 40 p. (Embrapa Algodão. Documentos, 281).

SILVA, C. A. D.; RAMALHO, F. S.; MIRANDA, J. E.; ALMEIDA, R. P.; RODRIGUES, S. M. M.; ALBUQUERQUE, F. A. **Sugestões técnicas para o manejo integrado de pragas do algodoeiro**. Campina Grande: Embrapa Algodão, 2013. 8 p.

SILVA, R. A.; DEGRANDE, P. E.; GOMES, C. E. C.; SOUZA, E. P.; LEAL, M. F. Phytophagous insects in cotton crop residues during the fallow period in the state of Mato Grosso do Sul, Brazil. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 53, p. 875-884, 2018.

SILVA-TORRES, C. S. A.; OLIVEIRA, M. D.; TORRES, J. B. Host selection and establishment of striped mealybug, *Ferrisia virgata*, on cotton cultivars. **Phytoparasitica**, v. 41, p. 31-40, 2013.

SILVIE, J. P.; THOMAZONI, D. **Manual de identificação das pragas e danos nos sistemas de cultivo do algodão**. Cascavel, PR: COODETEC/CIRAD-CA, 2007. 118 p. (COODETEC. Boletim Técnico, 38).

SILVIE, J. P.; BÉLOT, J. L. R.; MICHEL, B. **Manual de identificação das pragas e seus danos no cultivo do algodão**. Cascavel, PR: COODETEC/CIRAD-CA, 2007. 120 p. (COODETEC. Boletim Técnico, 34).

SMITH, H. A.; NAGLE, C. A.; MACVEAN, C. A.; MCKENZIE, C. L. Susceptibility of *Bemisia tabaci* MEAM1 (Hemiptera: Aleyrodidae) to imidacloprid, thiametoxam, dinotefuran and flupyradifurone in South Florida. **Insects**, v. 7, p. 1-12, 2016.

SOARES, J. J.; NASCIMENTO, A. R. B.; SILVA, M. V. **Predadores e parasitóides chave e seletividade de inseticidas na cultura algodoeira**. Campina Grande: Embrapa Algodão, 2008. 30 p. (Embrapa Algodão. Documentos, 209).

SOARES, J. J.; NASCIMENTO, A. R. B.; SILVA FILHO, J. L.; SILVA, M. V. População de artrópodes benéficos em algodoeiro afetado por inseticidas em sistemas de manejo integrado e convencional. **Arquivos do Instituto Biológico**, v. 7, p. 147-150, 2011.

SORIA, M. F.; DEGRANDE, P. E. Manejo integrado de pragas do algodoeiro. In.: BÉLOT, J. L. R. **Manual de boas práticas de manejo do algodoeiro em Mato Grosso**. Cuiabá: Instituto Mato-Grossense do Algodão, 2012. p. 126-149.

SOSA-GÓMEZ, D. R.; CORRÊA-FERREIRA, B. S.; HOFFMANN-CAMPO, C. B.; CORSO, I. C.; OLIVEIRA, L. J.; MOSCARDI, F.; PANIZZI, A. R.; BUENO, A. F.; HIROSE, E. **Manual de identificação de insetos e outros invertebrados da cultura da soja**. Londrina: Embrapa Soja, 2010. 90 p. (Embrapa Soja. Documentos, 269).

SOFIATTI, V.; SILVA, O. R. R. F.; ANDRADE JÚNIOR, E. R.; FERREIRA, A. C. B. **Destruição dos restos culturais do algodoeiro**. Campina Grande: Embrapa Algodão, 2015. 20 p. (Embrapa Algodão. Boletim de Pesquisa e Desenvolvimento, 96).

TERRA, W. R.; FERREIRA, C. Fisiologia molecular e evolutiva do processo digestivo dos insetos. In: PANIZZI, A. R.; PARRA, J. R. P. (ed.). **Bioecologia e nutrição dos insetos - base para o manejo integrado de pragas**. Brasília, DF: Embrapa Informação Tecnológica, 2009. p. 175-249.

TORRES, J. B.; BUENO, A. F. Conservation biological control using selective insecticides – a valuable tool for IPM. **Biological Control**, v. 126, p. 53-64, 2018.



VENNILA, S.; DESHMUKH, A. J.; PINJARAR, D.; AGARWAL, M.; RAMAMURTHY, V. V.; HOSHI, S.; KRANTHI, K. R.; BAMBAWALE, O. M. Biology of the mealybug, *Phenacoccus solenopsis* on cotton in the laboratory. **Journal of Insect Science**, v. 10, p. 1-9, 2010.

VIVAN, L. M.; NARDI, C.; GRAZIA, J.; BENTO, J. M. S. Description of the immature stages of *Scaptocoris carvalhoi* Becker (Hemiptera: Cydnidae). **Neotropical Entomology**, v. 42, p. 1-5, 2013.

WAQAS, M. S.; SHI, Z.; YI, T. C.; XIAO, R.; SHOAIB, A. A. Z.; ELABASY, A. S. S.; JIN, D. C. Biology, ecology, and management of cotton mealybug *Phenacoccus solenopsis* Tinsley (Hemiptera: Pseudococcidae). **Pest Management**, v. 77, p. 5321-5333, 2021.

WANG, Y.; WU, S.; ZHANG, R. Pest risk analysis of a new invasive pest, *Phenacoccus solenopsis*, to China. **Chinese Bulletin of Entomology**, v. 46, p. 101-106, 2009.



---

*Algodão*