

Campina Grande, PB / Abril, 2024

Aspectos bioecológicos, monitoramento e controle populacional do bicudo-do-algodoeiro

José Ednilson Miranda⁽¹⁾, Cherre Sade Bezerra da Silva⁽¹⁾, Liv Soares Severino⁽¹⁾, Bruna Mendes Diniz Tripode⁽²⁾, Valdinei Sofiatti⁽¹⁾, Matheus da Costa Moura⁽³⁾ e Patrícia Valle Pinheiro⁽⁴⁾

OBJETIVOS DE DESENVOLVIMENTO SUSTENTÁVEL



⁽¹⁾ Pesquisadores, Embrapa Algodão, Campina Grande, PB. ⁽²⁾ Analista, Embrapa Algodão, Campina Grande, PB. ⁽³⁾ Doutorando do programa de Biologia Molecular da UnB, bolsista CNPq. ⁽⁴⁾ Pesquisadora, Embrapa Arroz e Feijão, Santo Antônio de Goiás, GO

Introdução

O bicudo-do-algodoeiro, *Anthonomus grandis* (Boheman, 1843) (Coleoptera: Curculionidae), cuja detecção inicial no Brasil ocorreu em 1983 (Nakano, 1983; DeGrande, 1991), é ainda hoje a principal praga da cultura do algodão no Brasil.

Mais de três décadas após, os conhecimentos atuais atestam o alto potencial biótico do bicudo devido à sua exitosa coevolução com plantas de algodão, e ao mesmo tempo à alta capacidade do inseto em sobreviver nos ambientes de fragmentos naturais vegetados que se avizinham aos campos de produção de algodão, quando na ausência do hospedeiro principal (Sujii; Pires, 2015). Entretanto, alguns aspectos bioecológicos do inseto ainda persistem obscuros.

Durante a safra, o estabelecimento de populações de bicudo é favorecido por fatores como extensas áreas cultivadas com o algodoeiro, clima extremamente favorável ao desenvolvimento do inseto e ausência de inimigos naturais no agroecossistema (Miranda; Rodrigues, 2016). Junta-se a isso a grande capacidade de expressão de seu potencial reprodutivo com ocorrência de gerações múltiplas em cada safra (Azambuja; DeGrande, 2014). Simulações por modelagem computacional dão conta de incremento populacional exponencial em curto espaço de tempo (Pessoa, 1994), caso nenhuma medida

de intervenção seja tomada, a taxa de aumento populacional será de 5 a 10 vezes em cada geração (Jones et al., 1977; Miranda; Rodrigues, 2016). O monitoramento por meio de amostragens visuais apresenta falhas de detecção em áreas extensas e o monitoramento com armadilhas está limitado às populações remanescentes, já que os dispositivos de atração (feromônios) são menos atrativos ao inseto que os voláteis emitidos pelas plantas de algodão (Magalhães et al., 2020).

Na presença de algodoeiro como substrato de alimentação, oviposição e abrigo, a partir do início do período de florescimento da cultura, indivíduos adultos remanescentes reinfestam as lavouras, provenientes de áreas de refúgio natural e podem desenvolver até cinco gerações, com crescimento populacional exponencial, caso não haja controle (Martin et al., 1987; Santos, 2015).

Por se tratar de inseto cuja coevolução com o algodoeiro já data de mais de 100 anos, o bicudo-do-algodoeiro apresenta alto potencial biótico. A alimentação de pólen de algodão estimula a reprodução da espécie (Jones et al., 1993). Cada fêmea pode ovipositar entre 150 e 250 ovos, cuja viabilidade em nossos ambientes agrícolas é alta. Assim, a partir de uma população parental bastante reduzida pode-se, após 4 a 5 gerações, chegar a densidades bastante elevadas (Azambuja; DeGrande, 2015).

Na entressafra, a inexistência de temperaturas rigorosas de inverno no Brasil, contrariamente ao que acontece nos Estados Unidos, permite alta taxa de sobrevivência das populações do bicudo (Belot et al., 2016).

Nas condições climáticas tropicais, após a colheita do algodão, a praga pode se manter em estado ativo alimentando-se em áreas de algodão abandonado ou em restos culturais (Greenberg et al., 2007). No caso de áreas abandonadas, não havendo ocorrência de estruturas reprodutivas, seu alimento preferido, os insetos podem se alimentar de folhas jovens, pecíolo e parte terminal do caule (Bastos et al., 2005). Não havendo nem a cultura do algodoeiro, nem plantas voluntárias ou soqueiras do algodão, os adultos se dirigem para áreas vegetadas (matas, capoeiras) existentes nas proximidades da área cultivada (Belot et al., 2016). Estes indivíduos remanescentes, que no final do período de cultivo acumularam reservas de gordura, sobrevivem nas condições de entressafra por longos períodos nos locais de refúgio em estado fisiológico de diapausa reprodutiva. A diapausa reprodutiva pode ser interrompida em parte da população remanescente, a qual pode se alimentar esporadicamente de grãos de pólen de diferentes espécies vegetais presentes no Cerrado (Paula et al., 2013; Sujii; Pires, 2015). Plantas hospedeiras alternativas servem de substrato para alimentação da população remanescente, tendo sido detectadas 19 famílias botânicas diferentes das quais o inseto se alimenta durante a entressafra no Cerrado brasileiro (Ribeiro et al., 2010; Pimenta et al., 2016).

A fim de evitar prejuízos, há necessidade de um enorme esforço dos produtores para controlar a população de bicudo, o que compromete entre 15 e 25% do custo de produção de pluma (Miranda et al., 2016). Erros de amostragem da população do bicudo com falso negativo (não detecção do problema quando ele existe) são comuns, comprometendo o processo de monitoramento e detecção do bicudo. Quando detectado, embora as várias estratégias de controle comportamental, controle cultural e controle químico sejam utilizadas atualmente, a predominância do controle químico sobre as outras táticas de controle eleva o custo de controle e impacta fortemente o ambiente (Belot et al., 2016). Além disso, as estratégias de controle químico do bicudo vêm deixando a desejar quanto à sua eficiência e eficácia (Arruda, 2020; Quintão et al., 2020).

Este documento tem por objetivo trazer contribuições para a melhoria dos aspectos relacionados ao MIP do bicudo-do-algodoeiro. Além disso, conhecer e explorar soluções ligadas aos problemas descritos otimizará o monitoramento, a detecção e o controle das populações do inseto. A publicação está alinhada

à agenda 2030 por meio do Objetivo de Desenvolvimento Sustentável (ODS) 2 - Fome Zero e Agricultura Sustentável. O manejo integrado de pragas é a solução mais inteligente para os problemas fitossanitários decorrentes do ataque de insetos nas lavouras, pois garante sistemas sustentáveis de produção de alimentos e implementa práticas agrícolas resilientes, que aumentam a produtividade e a produção e mantêm os ecossistemas.

Aspectos bioecológicos do bicudo-do-algodoeiro

Biologia do inseto

Como todos os insetos pertencentes a esta família, o bicudo apresenta como característica evidente o bico – ou rostro –, sendo que na extremidade se encontra o aparelho bucal e, próximas ao centro, as antenas, que possuem 12 segmentos (Figura 1). Esse inseto, quando adulto, mede de 5 a 9 mm de comprimento e 2,3 mm de largura, possui uma coloração marrom-avermelhada quando recém-emergido, e após alguns dias a cor varia do pardo-acinzentado ao negro, com pelos dourados esparsos sobre os élitros, nos quais é possível observar estrias ou sulcos longitudinais (Gabriel, 2016).

Quando o algodoeiro entra na fase reprodutiva e inicia a emissão de botões florais, as plantas se tornam altamente atrativas a adultos do bicudo, os quais se alimentam, põem ovos e se desenvolvem nessas estruturas reprodutivas das plantas (Bastos et al., 2005).

Após a cópula, as fêmeas utilizam seu aparelho bucal (rostro) para fazer pequenos orifícios nos botões florais ou maçãs do algodoeiro, ovipositando em seu interior. Após a oviposição, a fêmea deposita, a partir de seu aparelho reprodutivo, uma camada

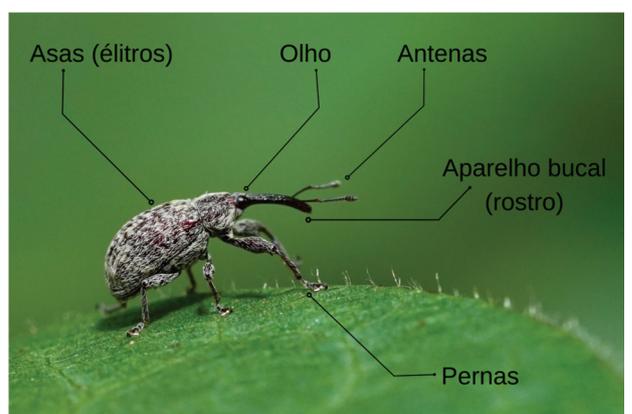


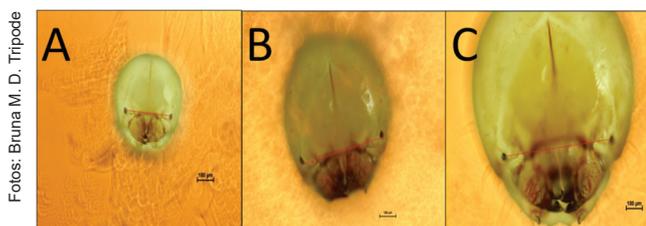
Foto: Cherre Sade Bezeira da Silva

Figura 1. Adulto do bicudo-do-algodoeiro, *Anthonomus grandis*, sobre folha de algodoeiro, com destaque para apêndices locomotores e sensoriais do inseto.

de substância gelatinosa sobre os orifícios, protegendo o ovo de inimigos naturais e da dessecação (Showler, 2008). Os ovos têm formato levemente elíptico, são opacos e possuem cerca de 1 mm de comprimento. As larvas possuem coloração branca e são ápodas (não possuem pernas). No interior do botão floral ou da maçã do algodoeiro, as larvas do bicudo se desenvolvem e se transformam em pupas, que possuem rudimentos dos futuros membros do adulto, sendo possível visualizar, através da cutícula da pupa, estruturas como rostro, pernas e asas (Tomquelski; Martins, 2008; Santos, 2015).

A fase larval do bicudo-do-algodoeiro é dividida em três instares, com largura da cápsula cefálica medindo em média 288, 477 e 667 μm , respectivamente (Figura 2). O tempo médio de cada instar foi calculado em 2,1; 3,0 e 5,5 dias para os instares I, II e III, respectivamente, totalizando 10,6 dias (Silva et al., 2016).

Após o estágio pupal, verifica-se a emergência de um novo adulto, que irá se alimentar e reproduzir no algodoeiro, continuando o ciclo da praga. Sob as condições climáticas predominantes no Brasil, esse inseto leva entre 15 e 21 dias para completar um ciclo de desenvolvimento (Figura 3).



Fotos: Bruna M. D. Tripode

Figura 2. Vista frontal das cápsulas cefálicas do bicudo-do-algodoeiro, *Anthonomus grandis*, nos primeiro (A), segundo (B), terceiro instares larvais (C).

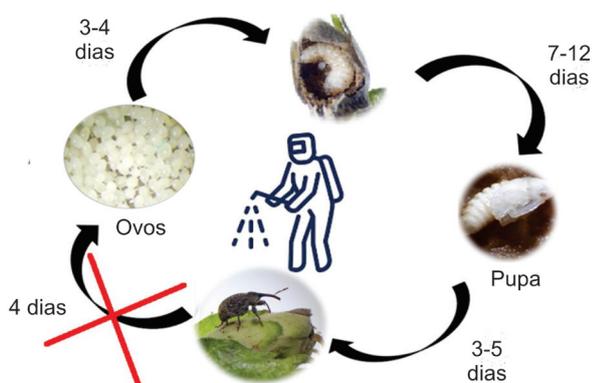


Figura 3. Ciclo de vida do bicudo-do-algodoeiro, *Anthonomus grandis*, e duração média (dias) das fases do desenvolvimento. Nas condições brasileiras, esse inseto leva de 15 a 21 dias para completar seu ciclo.

Arte: Bruna Mendes Diniz Tripode.

Ecologia: plantas hospedeiras primárias e secundárias do bicudo

O algodoeiro é hospedeiro primário do bicudo-do-algodoeiro. No Brasil, durante a entressafra do algodão, partes das populações remanescentes do inseto permanecem ativas e se dispersam para outras áreas à procura de alimentos (Cuadrado, 2002), ou para hospedeiros alternativos.

No entanto, apenas plantas de determinados gêneros da família Malvaceae – *Gossypium*, *Cienfuegosia*, *Thespesia*, *Hampea* e *Hibiscus* – foram relatadas como hospedeiras utilizadas pelas fêmeas do bicudo-do-algodoeiro para alimentação e oviposição, completando assim seu ciclo de vida (Parrott et al., 1966; Cross et al., 1975). Na ausência de hospedeiros adequados para oviposição, os insetos entram em diapausa reprodutiva, voltando a se reproduzir na próxima safra de algodão (Paula et al., 2013; Spurgeon et al., 2018). No entanto, a população remanescente do inseto se alimenta de uma vasta gama de hospedeiros alternativos durante a entressafra do algodão. Por exemplo, pólenes de plantas pertencentes a 22 famílias botânicas foram encontrados em bicudos coletados em áreas dos biomas Cerrado e Caatinga no estado da Bahia, e *Mimosa arenosa*, *Mimosa tenuiflora*, *Eucalyptus* ssp. e *Richardia scabra* foram as espécies mais comumente observadas (Macêdo et al., 2015).

Bicudos alimentados com outras espécies de malváceas, como hibiscos e quiabo, apresentaram uma longevidade superior a 200 dias, além de preferência alimentar por essas espécies, em comparação com o algodão (Pimenta et al., 2016). A espécie *Hibiscus tiliaceus* foi capaz de manter o bicudo sobrevivendo por mais de 130 dias em condições de laboratório (Gabriel, 2002). Além dessas espécies, foi relatado que o bicudo também se alimenta do endocarpo de frutas cítricas das espécies de *Citrus sinensis* e *C. paradisi* (Showler; Abrigo, 2007). Outros estudos mostraram a ingestão por bicudos de uma grande concentração de pólenes de plantas das famílias Asteraceae, Anacardiaceae, Chenopodiaceae, Amaranthaceae, Fagaceae, Malvaceae e Poaceae (Hardee et al., 1999; Ribeiro et al., 2010).

Produtores de algodão da região Centro-Oeste brasileira relataram que o bicudo se alimentaria de plantas daninhas comumente encontradas na região e das frutas de plantas cultivadas, como café, banana e manga (Celito Breda, comunicação pessoal). Estudo recente realizado em laboratório com insetos oriundos de coletas no campo verificou que plantas daninhas comumente encontradas na

região não se mostraram nutricionalmente adequadas para manter os insetos vivos por tempo significativo (Figura 4A) (Moura et al., 2022). Em relação às frutas de plantas cultivadas, apenas a banana e a manga proporcionaram longevidade significativamente semelhante à dos botões florais de algodão, tendo a banana superado o algodão (Figura 4B).

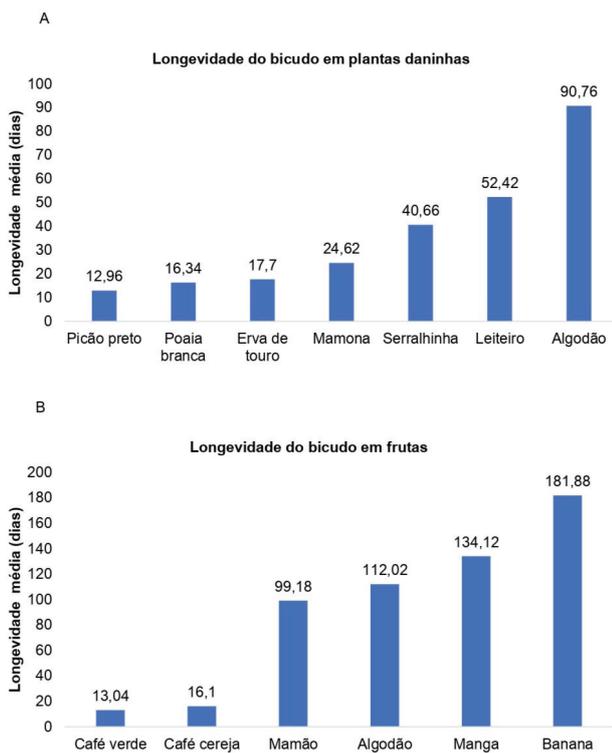


Figura 4. Longevidade média, em dias, de adultos de *Anthonomus grandis*, em alimentos alternativos: diferentes espécies de plantas daninhas (A), diferentes espécies de frutas de plantas cultivadas (B).

Fonte: Moura et al. (2022).

Manejo integrado de pragas aplicado ao bicudo-do-algodoeiro (MIP)

O MIP – estratégia de manutenção de organismos considerados prejudiciais à agricultura dentro de limites toleráveis – preconiza a diversificação das formas de controle de pragas e estabelece uma hierarquia de uso dessas ferramentas, na qual o controle químico deve ser a última opção (Deguine et al., 2021). No MIP, uma gama de ferramentas de manejo, incluindo o controle biológico, é integrada para que as populações desses organismos se mantenham em níveis incapazes de causar danos significativos à produção agrícola. Nesse contexto, ao contrário do controle químico, o controle

biológico possui elevado potencial como uma ferramenta de baixo impacto ambiental (Kogan, 1998; Naranjo et al., 2015). Esse método de controle se destaca por ser de muito baixa ou nenhuma toxicidade, além de ser altamente compatível com outras formas de manejo, inclusive o controle químico, e também com polinizadores.

Monitoramento populacional do bicudo-do-algodoeiro

Armadilhamento convencional com feromônios

As substâncias químicas usadas na comunicação dos insetos são denominadas de semioquímicos, que podem ser divididos em aleloquímicos, usados nas relações interespecíficas; e feromônios, usados nas relações intraespecíficas (Blassioli-Moraes et al., 2019; El-Ghany, 2019).

Dada a importância do bicudo-do-algodoeiro para a cotonicultura americana, desde o início da década de 1960, grandes esforços de pesquisa, especialmente no aspecto da comunicação química, foram direcionados para essa praga, e o bicudo foi o primeiro curculionídeo a ter seu feromônio estudado (Ambrogio et al., 2009). O feromônio produzido pelos machos do bicudo-do-algodoeiro é conhecido como *grandlure*. Trata-se de uma mistura de dois álcoois e dois aldeídos terpenos (Santos et al., 2021).

Nos Estados Unidos, os primeiros trabalhos feitos com o intuito de correlacionar o número de insetos capturados com danos na lavoura foram de Rummel et al. (1980). Esses autores realizaram estudos para determinar se armadilhas com *grandlure* poderiam ser usadas para prever a necessidade de medidas de controle contra as populações de *A. grandis* oriundos das áreas de refúgio, no Texas. Os autores concluíram que havia correlação positiva entre o número médio de bicudos capturados por armadilha por campo de algodão com o percentual de oviposição nos botões florais que se desenvolviam na cultura. Ferramentas fundamentais para o programa de erradicação do bicudo dos Estados Unidos, as armadilhas com feromônio são utilizadas naquele país desde 1986, embora seu formato tenha se modificado um pouco ao longo dos anos. Ainda hoje, mesmo os cotonicultores mais jovens nunca tendo presenciado o bicudo em seus plantios, as armadilhas são essenciais para o monitoramento populacional como medida de manejo pós-erradicação da praga no estado do Texas (Raszick, 2021).

No Brasil, as armadilhas com feromônios têm sido amplamente utilizadas em programas de detecção, monitoramento populacional da praga e controle do inseto em vários estados que cultivam o algodoeiro (Lima et al., 2013). Essa ferramenta é empregada tanto no monitoramento de entressafra para correlação com o nível populacional do inseto na safra, como na detecção do início de sua colonização no plantio, auxiliando na determinação da época adequada de controle (Rodrigues; Miranda, 2016). Quando utilizadas no decorrer da safra, uma vez identificado o momento correto do uso de inseticidas, o produtor evita a aplicação desnecessária de inseticidas (Neves et al., 2018; Tonina et al., 2021).

Surtos populacionais do inseto ocorrem no decorrer da fase reprodutiva do algodoeiro. Os adultos perfuram os botões florais para se alimentar ou ovipositar, provocando a queda de botões florais, flores e maçãs novas. Quando não há mais estruturas reprodutivas adequadas, momento que coincide com o fim do ciclo da cultura, os insetos abandonam as áreas cultivadas com algodoeiro e se dirigem para áreas de refúgios, onde permanecerão abrigados durante a entressafra. Nesses ambientes, os insetos reduzem o metabolismo e se alimentam esporadicamente de grãos de pólen de diferentes espécies vegetais (Macêdo et al., 2015). Com o início da nova safra agrícola, os bicudos sobreviventes da entressafra são atraídos e direcionam-se para as bordaduras da lavoura, passando a alimentar-se das partes vegetativas até o surgimento dos primeiros botões florais. As fêmeas, ao saírem dos abrigos, são atraídas pelos feromônios dos machos e, após a cópula, se alimentam por aproximadamente três a cinco dias com pólen do algodoeiro, antes de iniciarem a oviposição, pois precisam desse substrato para desenvolverem seus ovos. O tamanho da população sobrevivente à entressafra influenciará na taxa de crescimento populacional na próxima safra. Essa informação é obtida pelos dados de captura de insetos pelas armadilhas com feromônio, instaladas na entressafra (Neves et al., 2018; Arruda et al., 2020).

Para a obtenção do índice populacional de bicudo presente na área a ser cultivada com algodoeiro, as armadilhas com feromônios são instaladas e mantidas ao longo de todo o perímetro da área em intervalos entre 150 e 300 m entre si e inspecionadas semanalmente por um período de nove semanas antes da semeadura da nova lavoura de algodão. A reposição do feromônio é feita a cada 14 dias ou de acordo com a recomendação do fabricante, observando-se o seu prazo de validade. Durante o período de entressafra, não há competição com semioquímicos emitidos pelas plantas de algodoeiro, os quais são mais atrativos que os feromônios sintéticos instalados nas armadilhas.

As capturas permitem dimensionar a intensidade de infestação de bicudos em cada talhão de cultivo. Posteriormente, os dados de captura auxiliam na definição do número de pulverizações de inseticidas a serem feitas por ocasião do início do florescimento da nova lavoura, momento em que comprovadamente os insetos migram do refúgio para a área plantada com o algodoeiro.

Armadilhamento automatizado

Além da atratividade, outra inovação ligada ao monitoramento remoto com o uso de armadilhas específicas para o bicudo e outras pragas é a automação desses dispositivos. Armadilhas inteligentes, que coletam automaticamente os dados e os enviam a servidores nas fazendas, permitem a gestão rápida e a tomada de decisão segura de controle, quando necessário (Luchiari Júnior et al., 2014). A precisão dos dados coletados pelas armadilhas automatizadas permite a economia de insumos e contribui para a minimização do impacto ambiental promovido pelo seu uso na agricultura (Nikkila et al., 2010).

A proposta das armadilhas inteligentes, que incluem o sistema de sensoriamento remoto, é de ser utilizada também durante a safra, como apoio para a tomada de decisão em tempo hábil, por meio da detecção em tempo real dos adultos de bicudos que estão colonizando a área de algodão (Figura 5).

Uma vez detectada, esta informação é disponibilizada em tempo real para o produtor, que pode tomar medidas de controle localizado e conter essa população inicial, antes que ocorra a oviposição das fêmeas nos botões florais, evitando assim a geração seguinte do inseto, que crescerá de forma exponencial (Miranda et al., 2022a).

Tecnologias como esta permitirão a cobertura de extensas áreas de cultivo, determinação de períodos críticos de infestação, indicação de potenciais áreas de refúgios e substratos alternativos de alimentação/multiplicação.

Tolerância das plantas de algodoeiro ao ataque do bicudo-do-algodoeiro

O bicudo tem a capacidade de se reproduzir muito rapidamente ao chegar em uma lavoura de algodão. Seu ciclo se completa em poucos dias e cada fêmea é capaz de colocar muitos ovos. Por essa razão, os cotonicultores buscam manter a população de bicudo em níveis bem reduzidos ou, se



Figura 5. Esquema de funcionamento do dispositivo LiveFarm® com etapas de envio de dados e tomada de decisão de controle do bicudo-do-algodoeiro.

Fonte: Livefarm tecnologia agropecuária Ltda (2023).

possível, em total ausência da praga. No entanto, como explicado anteriormente, em um programa de MIP normalmente não se busca a eliminação total da praga, mas sim a manutenção de suas populações em níveis que não causem danos econômicos. Pequenas populações da praga podem, inclusive, colaborar com o controle biológico, já que servem de alimento para inimigos naturais, assim favorecendo o controle biológico.

No caso do bicudo, todavia, o elevado potencial biótico da praga deixa uma margem de tolerância bem limitada. Em condições normais, uma pequena quantidade de bicudos pode se multiplicar rapidamente e atingir uma população que torna impossível o seu controle e com perda muito alta de produtividade. Porém, se estiverem sendo adotadas técnicas de controle que mantenham as populações em níveis baixos e impeçam o seu crescimento exponencial, como o controle biológico, o algodoeiro é capaz de compensar as perdas de estruturas reprodutivas danificadas por ação do bicudo.

Um estudo foi feito para determinar quantas estruturas reprodutivas o algodoeiro consegue compensar sem perder produtividade, simulando o dano causado pelo bicudo em uma lavoura (Severino; Miranda, 2022). Observou-se que, quando são danificadas até 12 estruturas reprodutivas numa mesma planta, o algodoeiro ainda consegue lançar outros botões e no final a sua produtividade de fibra não é prejudicada. O dano começa a ser prejudicial quando mais de 12 estruturas são danificadas numa mesma planta. O algodoeiro tenta compensar essa perda lançando

maior número de flores, mas não consegue compensar satisfatoriamente a produtividade.

A informação útil para ser usada no manejo do bicudo-do-algodoeiro é a de que a planta possui capacidade de compensar a perda de algumas estruturas reprodutivas sem comprometer a produtividade. Essa condição só ocorre quando a população de bicudo estiver sendo suprimida por alguma técnica de manejo. O estudo apresentado (Figura 6) encontrou o valor de 12 estruturas reprodutivas por planta, mas esse número pode variar de acordo com a cultivar, duração do ciclo, condições ambientais e época do ataque. O valor exato da capacidade de compensação de cada lavoura precisaria ser medido em cada caso, mas o fundamental aqui é considerar que uma pequena população de bicudo que esteja sendo suprimida por outros métodos pode causar a queda de uma parte dos botões florais sem que isso reduza a produtividade final da lavoura de algodão (Severino; Miranda, 2022).

Estudo recente mensurou a capacidade das cultivares de algodoeiro em compensar perdas promovidas por insetos carposfágicos através da produção de novas estruturas florais (Miranda et al., 2020). Os resultados mostraram que as plantas de algodoeiro compensam a perda de estruturas até um determinado limite de injúria, o qual varia com a cultivar. A compensação ocorre pela reposição de novas estruturas; a compensação pelo aumento do peso de capulhos não aconteceu (Figura 7).

Um possível tipo de resposta da planta a perdas que vem a causar aumento na produtividade se dá pelo aumento do peso das estruturas florais.

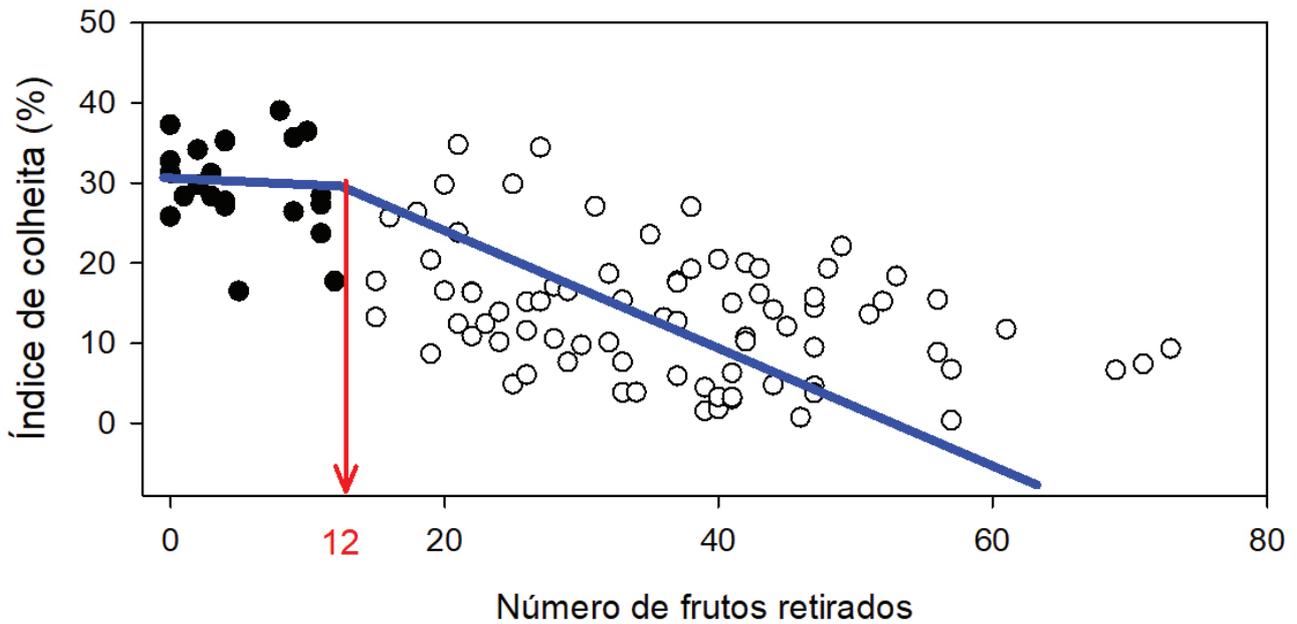


Figura 6. Perda de produtividade do algodoeiro em função do número de estruturas reprodutivas danificadas, simulando o efeito da ação do bicudo.

Fonte: Severino e Miranda (2022).

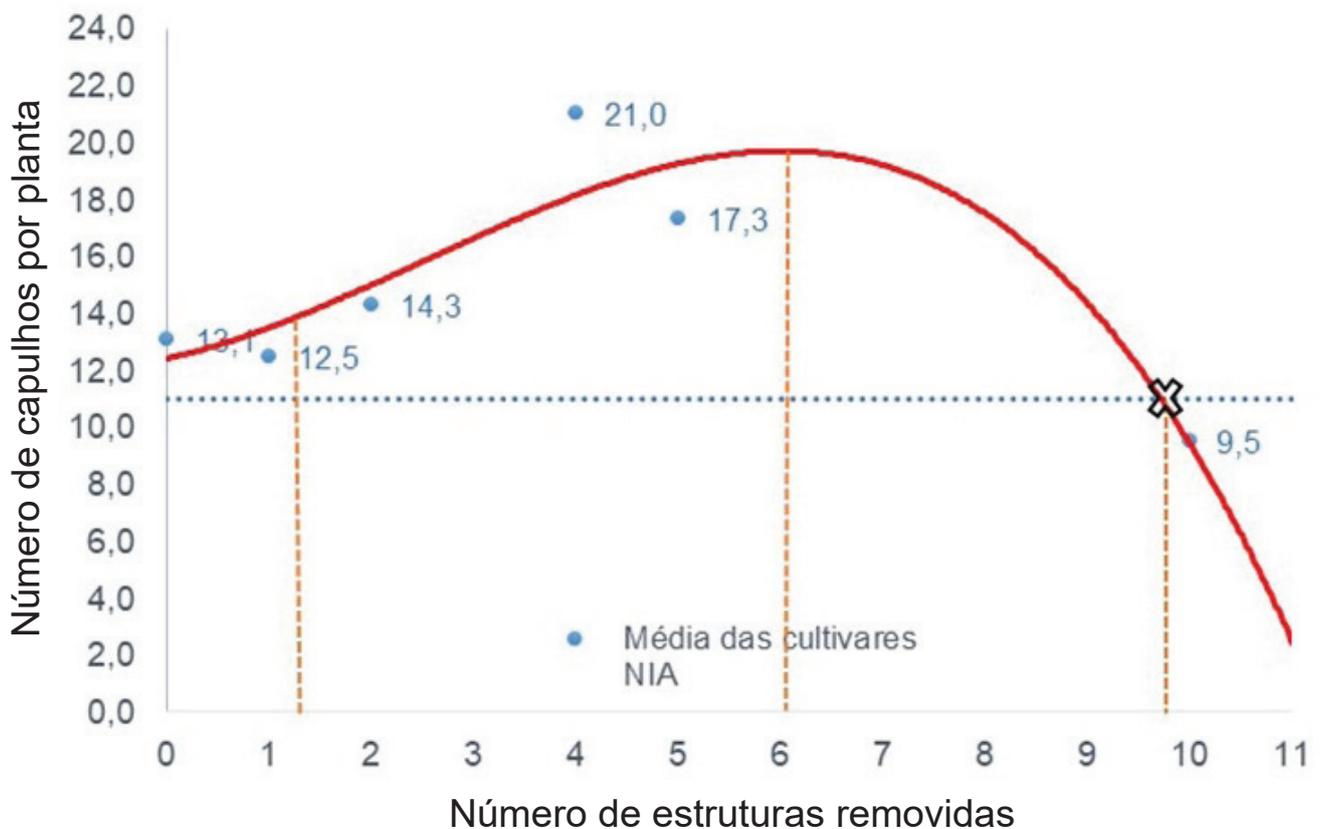


Figura 7. Curva de injúria resultante da relação entre estruturas reprodutivas removidas e capulhos produzidos por plantas de algodoeiro (média de quatro cultivares) e classificação das respostas das plantas por região da curva. A remoção das estruturas ocorreu aos 75 dias após emergência das plantas.

Fonte: Miranda et al. (2020).

Kletter e Wallack (1982), testando material de algodoeiro Acala SJ-2 em Israel, comprovaram esse efeito. Entretanto, tal hipótese não foi confirmada no presente estudo. O aumento da intensidade de injúria – número de estruturas removidas – não alterou o peso dos capulhos produzidos pelas plantas. A resposta divergente ocorreu provavelmente por se tratar de cultivares diferentes submetidas a condições tropicais, características distintas do estudo citado.

Em outro trabalho interessante sobre o tema, Alves et al. (2021) simularam danos de bicudos a cultivares de algodoeiro FM975WS, TMG81WS, IMA6501B2RF e BRS432B2RF e verificaram efeito compensatório após retirada artificial de estruturas aos 50 e 70 dias de idade, sendo o efeito mais intenso na cultivar TMG81WS. Os autores concluíram que o aumento compensatório de estruturas florais de algodoeiro pode ser usado para selecionar cultivares tolerantes aos danos do bicudo.

Controle cultural do bicudo-do-algodoeiro

Entre as principais práticas culturais para reduzir a população do bicudo estão a destruição completa dos restos culturais após a colheita do algodão, o estabelecimento de um período de vazio sanitário (ausência completa de plantas de algodão) na entressafra e a eliminação de plantas voluntárias ou “tigueras” na cultura da soja em sucessão ao algodoeiro (Sofiatti et al., 2022). Essas práticas visam eliminar sítios de abrigo e reprodução de várias pragas e doenças, mas principalmente do bicudo. A ausência de plantas vivas de algodoeiro reduz consideravelmente a disponibilidade de alimentos e a maior parte da população de bicudos acaba não sobrevivendo. Os sobreviventes, porém, se abrigam na vegetação natural, onde entram em diapausa reprodutiva (Paula et al., 2013; Spurgeon; Suh, 2019).

No final da safra algodoeira, na ausência de hospedeiros principais, as populações remanescentes do inseto vão procurar abrigos e alimentos alternativos. Entretanto, caso restem plantas de algodoeiro no campo, com metabolismo ativo, essa praga pode permanecer nas plantas, se alimentando e se multiplicando. Quando a safra seguinte se iniciar, sua população já estará em densidade populacional significativa, o bastante para causar surtos precoces e afetar a produção (Crosariol Netto et al., 2020). Por isso, a utilização de práticas adequadas de manejo cultural é uma importante estratégia das culturas, especialmente no caso do algodoeiro, que abriga um grande complexo de espécies-praga, além do bicudo.

A destruição de restos culturais visa eliminar sítios de abrigo e reprodução das pragas da cultura. Em áreas nas quais foi cultivado o algodoeiro, essa é uma medida obrigatória por lei (medida legislativa) e a fiscalização nas áreas de produção e vias de acesso é de responsabilidade dos órgãos estaduais de defesa agropecuária. Os métodos hoje utilizados para destruir os restos da cultura são a destruição química e a mecânica. A destruição química é a mais utilizada, sendo o herbicida 2,4-D o mais eficiente para controlar os restos culturais do algodoeiro.

Uma das limitações da destruição química é que o vazio sanitário no cerrado brasileiro ocorre no período que o solo apresenta baixa umidade e nessas condições a eficiência dos herbicidas é muito baixa (Ferreira et al., 2018). Uma alternativa à destruição química dos restos culturais, principalmente quando as condições climáticas são muito desfavoráveis aos herbicidas, é a destruição mecânica dos restos culturais, utilizando equipamentos desenvolvidos para essa finalidade. Entretanto, vale ressaltar que mesmo os equipamentos de destruição mecânica não têm 100% de eficiência. Por isso, o ideal é combinar a destruição mecânica com a química, visando controlar as plantas remanescentes da destruição mecânica com o controle químico usando o herbicida 2,4-D. Outro problema verificado quando restam na área restos culturais mal destruídos é que surgem plantas de algodão no meio da soja, as quais são fonte de alimentação e multiplicação de pragas e doenças. Isso tem aumentado com o incremento da adoção de cultivares transgênicos resistentes ao herbicida glifosato, fazendo com que as plantas remanescentes nas áreas de soja não sejam controladas com o herbicida glifosato aplicado na cultura da soja em sucessão ao cultivo do algodão. Por isso, a destruição completa dos restos culturais torna-se fundamental para reduzir a infestação precoce de pragas nas lavouras de algodão (Sofiatti et al., 2022).

O problema de plantas voluntárias em áreas cultivadas com o algodoeiro durante o período de vazio sanitário é mais grave para as populações de bicudos. No final da safra, quanto mais próximo da borda, maior o número de estruturas reprodutivas infestadas pelos bicudos. Enquanto amostragens no interior da lavoura detectam uma população menor, a bordadura é importante local de alimentação e oviposição dessa população em migração para áreas de refúgio (Miranda et al., 2016). A cultura-isca – área com plantas de algodão colhidas mas não destruídas –, instalada na borda, exerce forte influência de atração dos indivíduos remanescentes de bicudos, maior do que na área onde

a destruição da soqueira foi feita logo após a colheita (Miranda et al., 2017). Na cultura-isca, esses insetos devem ser eliminados com aplicações sequenciais de inseticida.

Outra fonte de multiplicação do bicudo-do-algodoeiro é a presença de plantas voluntárias ou “tigueras” no meio da soja em sucessão ao algodoeiro. Essas plantas surgem pela emergência de plantas de algodão provenientes dos caroços perdidos na área durante a colheita. Para contornar o problema, as plantas voluntárias que ocorrem em área cultivada com soja em sucessão ao algodoeiro são eliminadas com herbicidas pré- e pós-emergentes combinados, seletivos à cultura da soja e com comprovada eficiência controle das plantas voluntárias de algodão (Silva et al., 2015).

Ribeiro et al. (2020) verificaram sobrevivência de bicudos no interior de carimãs (maçãs secas) por período que pode ultrapassar cinco meses. Outro trabalho recente constatou 22,5% de sobrevivência de insetos no interior de capulhos, o que se mostrou uma importante estratégia de sobrevivência do inseto durante o período de entressafra (Vale et al., 2021).

Em cultivos irrigados, o manejo da irrigação pode ser um aliado como tática cultural de controle do bicudo-do-algodoeiro. Faustino et al. (2021) observaram que o uso de gotejamento pode causar desidratação de botões florais ovipositados e caídos ao solo, com taxas de mortalidade próximas a 50% de larvas.

Uma forma de retirar as estruturas florais atacadas e com presença de larvas de bicudo no seu interior é a sua coleta do solo e posterior destruição. Em cultivos de agricultura familiar, a catação de botões caídos é prática incentivada. Em áreas maiores, essa prática se torna inviável devido ao enorme esforço necessário. Alternativamente, o uso de equipamentos coletores pode reduzir o esforço de coleta. Um exemplo é o uso de aspiradores motorizados, como o equipamento avaliado por Silva et al. (2017). Os autores verificaram que o aspirador apresentou maior rendimento operacional na coleta das estruturas atacadas caídas ao solo que equipamentos alternativos, como rastelos e varrouão.

Passado o vazio sanitário, por ocasião da nova safra, a semeadura na época recomendada para cada região produtora é também medida cultural importante. Dada a essencialidade dessa medida de caráter cultural, ela se tornou medida legislativa, prática obrigatória por lei (Andrade Júnior et al., 2020). Assim, o vazio sanitário é regulamentado por portarias dos órgãos estaduais de defesa sanitária vegetal (Tabela 1). Em alguns estados produtores, o período de semeadura também é regulamentado, em

outros ele não é preestabelecido, ficando a cargo do produtor efetuar o cultivo, a colheita e a destruição dos restos culturais a tempo, antes que o período de vazio sanitário se inicie. As divisões dentro de cada estado se baseiam em características edafoclimáticas e nos sistemas de produção utilizados, incluindo quando há viabilidade da inclusão da segunda safra de algodão (Miranda; Rodrigues, 2016).

Controle biológico do bicudo-do-algodoeiro

Durante o ciclo de cultivo do algodoeiro, o manejo do bicudo é altamente dependente do controle químico em todas as regiões do Brasil. Na safra 2021/2022 do Mato Grosso, estado líder na produção de algodão do país, cerca de 15% do custo total de produção do algodão foi destinado exclusivamente à compra de inseticidas (Instituto Mato-Grossense de Economia Agropecuária, 2022). Considerando que 56% das pulverizações para manejo de pragas na cultura do algodoeiro incluíram inseticidas para controle do bicudo (Miranda; Rodrigues, 2018), estima-se que a compra de inseticidas para manejo exclusivamente dessa praga representa uma parcela considerável dos custos de produção, podendo chegar a 8–10% desses gastos. Isso significa que de cada R\$ 10,00 investidos na produção de algodão, de 80 centavos a um real seriam destinados exclusivamente à compra de inseticidas para controle do bicudo-do-algodoeiro, sem incluir expensas com adjuvantes, maquinário, combustível e mão de obra de aplicação.

A elevada aplicação de inseticidas para controle dessa praga acaba contribuindo com a eliminação de inimigos naturais, o que, por sua vez, favorece o surgimento de pragas secundárias (Mohammed et al., 2019). Além disso, o uso contínuo do controle químico contribui para a resistência de pragas a inseticidas, contaminação do meio ambiente, riscos aos trabalhadores rurais, dentre outros (Matsuda et al., 2020). Assim, existe alta demanda por ferramentas de manejo alternativas aos inseticidas, especialmente aquelas que possam ser inseridas dentro de um programa de Manejo Integrado de Pragas (MIP) (Lenteren et al., 2018; Parra; Coelho Júnior, 2019; Egbuna et al., 2020).

O termo “controle biológico” é utilizado para designar uma ferramenta de manejo que considera a ação de inimigos naturais – também conhecidos como agentes de controle biológico – na redução de organismos considerados pragas (Stenberg et al., 2021). Dentre os inimigos naturais mais populares estão os predadores, os parasitoides e os

Tabela 1. Prazos legais de período de semeadura e vazio sanitário definidos por portarias dos órgãos estaduais de defesa sanitária.

Estado	Região	Período de semeadura	Prazo final da destruição de soqueiras	Período de vazio sanitário
Bahia	Todas	Não definido*	15 DAC**; 19/09	20/09 a 20/11
Goiás	Região 1	26/11 a 10/02	15 DAC; 14/09	15/09 a 25/11
	Região 2	01/12 a 10/02	15 DAC; 19/09	20/09 a 30/11
	Região 3	20/11 a 31/01	15 DAC; 09/09	10/09 a 19/11
	Região 4	21/01 a 15/04	15 DAC; 10/10	10/11 a 20/01
Maranhão	Todas	Não definido*	31/10	01/11 a 30/11
Mato Grosso	I - Sul	01/12 a 28/02	15 DAC; 30/09	01/10 a 30/11
	II - Norte	15/12 a 28/02	15 DAC; 14/10	15/10 a 14/12
Mato Grosso do Sul	Norte e Nordeste	Até 31/01	15 DAC; 14/09	15/09 a 30/11
	Campo Grande, Maracaju e Sidrolândia	Até 31/01	15 DAC; 31/07	01/08 a 15/10
	Demais municípios	Até 31/12		15/06 a 30/08
Minas Gerais	Acima de 600 m de altitude	Não definido*	19/09	20/09 a 20/11
	Abaixo de 600 m de altitude	Não definido*	29/10	30/10 a 30/12
Piauí	Todas	Não definido*	19/09	20/09 a 20/11
São Paulo	Todas	Não definido*	09/07	10/07 a 10/10
Tocantins	Todas	Não definido*	19/09	20/09 a 20/11

*A tempo de colher e destruir antes do vazio sanitário; ** DAC – dias após a colheita.

Fonte: Bahia (2016); Mato Grosso (2016); Mato Grosso do Sul (2018); Minas Gerais (2018); Tocantins (2019); Goiás (2019); Apipa (2020); Maranhão (2022); São Paulo (2022).

microrganismos causadores de doenças, também chamados de entomopatógenos (Figura 8).

A presença desses agentes de controle biológico nos cultivos, seja de forma natural (quando ocorrem espontaneamente), seja artificial (quando produzidos em laboratório e liberados em campo), reduz a necessidade de moléculas químicas, concorre para o equilíbrio ambiental e permite a obtenção de produtos agrícolas com menor nível de contaminação por resíduos tóxicos. Portanto, o controle biológico é uma poderosa ferramenta de contenção de pragas que pode e deve ser implementada de forma prioritária e em harmonia com outros métodos de controle numa estratégia de MIP (Stenberg, 2017).

O controle biológico aumentativo é uma das quatro categorias de controle biológico comumente descritas pelos especialistas (Stenberg et al., 2021). Ela consiste na produção massal e liberação de milhões de inimigos naturais (parasitoides) visando ao controle populacional de pragas (Lenteren et al., 2018). Essa

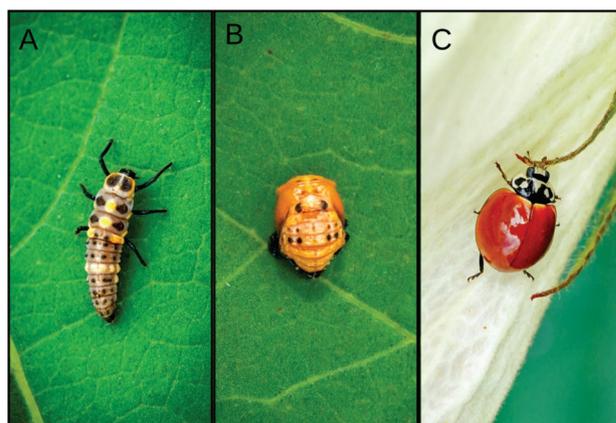


Figura 8. Larva (A). Pupa (B). Adulto (C) de *Cycloneda sanguinea* (Coleoptera: Coccinellidae) sobre folhas e flor de algodoeiro colorido orgânico cv. Rubi, no município de Juarez Távora, PB. Essa espécie de joaninha é predadora de pulgões, cochonilhas e pequenos artrópodes de corpo mole. Joaninhas estão entre os insetos mais icônicos e predadores mais comuns em sistemas agrícolas do país, incluindo o algodoeiro.

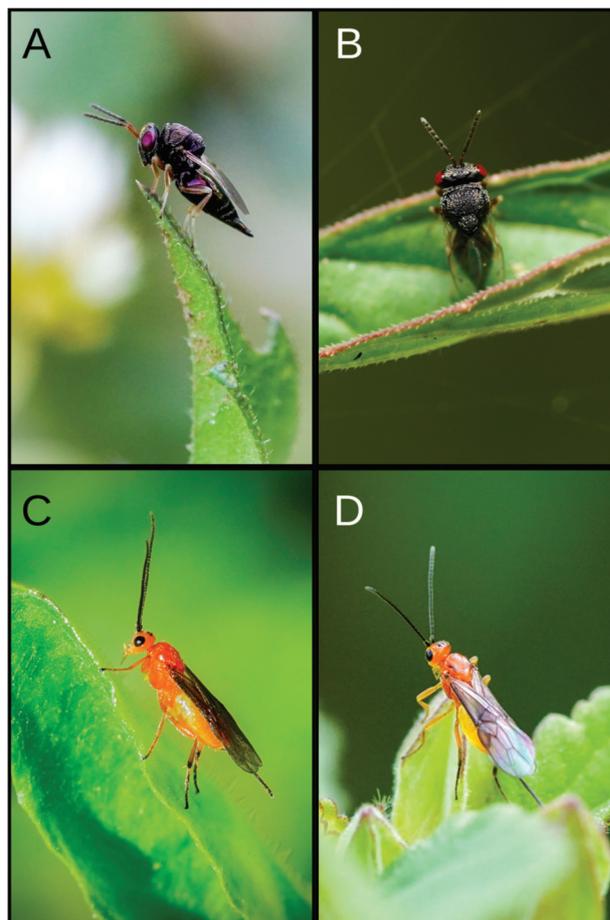
tática tem sido uma das principais ferramentas do MIP em diversos sistemas, como cana-de-açúcar, soja e tomate (Lenteren, 2012; Parra, 2014; Parra; Coelho Júnior, 2019). Para que esse tipo de controle biológico seja viável, é essencial que técnicas de criação dos agentes de controle biológico de interesse estejam bem desenvolvidas, permitindo a produção de organismos de elevada qualidade (de qualidade igual ou superior aos organismos selvagens) e em grandes quantidades (milhões de indivíduos/semana).

Já se observa uma tendência de aumento do uso de agentes de controle biológico ou bioinsumos no Brasil. Desde 2013, essa tendência tem sido alavancada pelo sucesso no uso de vírus para o controle da então recém-chegada *Helicoverpa armigera*. Como consequência do aumento da demanda, novas empresas produtoras de bioinsumos vêm surgindo a cada ano no país. Em 2015, o mercado global de agentes de biocontrole foi de aproximadamente US\$ 1,7 bilhão (Lenteren et al., 2018). Em 2017, esse mercado cresceu a cerca de US\$ 2,8 bilhões, e entre 2018 e 2023 há uma expectativa de crescimento de 16,4% ao ano na América do Sul (Research and Markets, 2020). Essa taxa tem sido ainda maior no Brasil, atingindo 20% ao ano nos últimos anos (Parra; Coelho Júnior, 2019).

Esse crescimento acelerado mostra que os agricultores brasileiros estão extremamente interessados no controle biológico de pragas. Na safra 2019/2020, em fazendas comerciais do Mato Grosso, vespinhas do gênero *Trichogramma* foram liberadas de forma experimental em mais de 2 mil hectares de algodoeiro convencional visando ao controle de lepidópteros-praga. Essas vespinhas reduziram de 18 para 12 (33%) o número de aplicações de inseticidas para controle de lagartas nessas fazendas (Cristiane Coutinho, IN Soluções Biológicas, Comunicação Pessoal).

No caso do bicudo-do-algodoeiro, o controle biológico aumentativo só não vem sendo mais utilizado devido à indisponibilidade de agentes de biocontrole para essa praga no mercado. No Brasil, o bicudo é atacado por mais de 13 espécies de parasitoides, sendo *Jaliscoa grandis* (Hymenoptera: Pteromalidae) e *Bracon vulgaris* (Hymenoptera: Braconidae) as que mais contribuem para o seu controle biológico (Wanderley; Ramalho, 1996; Evangelista Júnior et al., 2006; Ramalho et al., 2007; Azambuja; De-Grande, 2014) (Figura 9).

A eficiência dessas duas espécies de parasitoides no controle do bicudo já foi demonstrada tanto em laboratório quanto em campo, no Brasil e no exterior (Morales-Ramos et al., 1995; Morales-Ramos



Fotos: Cherre Sade Bezeira da Silva

Figura 9. Parasitoides do bicudo-do-algodoeiro. Vista lateral (A). Dorsal de fêmea de *Jaliscoa* sp. (Hymenoptera: Pteromalidae) – provavelmente *J. grandis* – sobre planta espontânea, em cultivo de algodoeiro orgânico colorido cv. 'rubi', em Juarez Távora, PB. (B). Vista lateral (C). Dorso-lateral de fêmea de *Bracon* sp. (Hymenoptera: Braconidae), sobre planta espontânea, em cultivo experimental de algodoeiro na Embrapa Algodão, Campina Grande, PB. (D).

et al., 1995; Morales-Ramos et al., 1996; Rojas et al., 1998; Evangelista Júnior et al., 2006; Ramalho et al., 2007). Por isso, o controle biológico do bicudo por meio de parasitoides tem potencial para se tornar uma ferramenta fundamental em programas de MIP na cultura do algodoeiro.

Fêmeas de *B. vulgaris* respondem a estímulos associados ao feromônio de agregação do bicudo e a odores do habitat do hospedeiro, como voláteis de algodão induzidos pela presença do feromônio do bicudo (Magalhães et al., 2019). Uma vez na planta, as vespas fêmeas utilizam suas antenas e seu órgão ovipositor para encontrar a localização exata das larvas de bicudo dentro das maçãs (Alves et al., 2014). Em estudo mais recente, avaliaram-se as respostas eletrofisiológicas e comportamentais de *B. vulgaris* a voláteis de algodão constitutivos e

induzidos por herbívoros emitidos por plantas infestadas por bicudos em diferentes estádios fenológicos (Silva et al., 2022). A evolução desta pesquisa tem como meta a identificação, o isolamento e a produção sintética dos compostos atrativos do bicudo e de seu parasitoide.

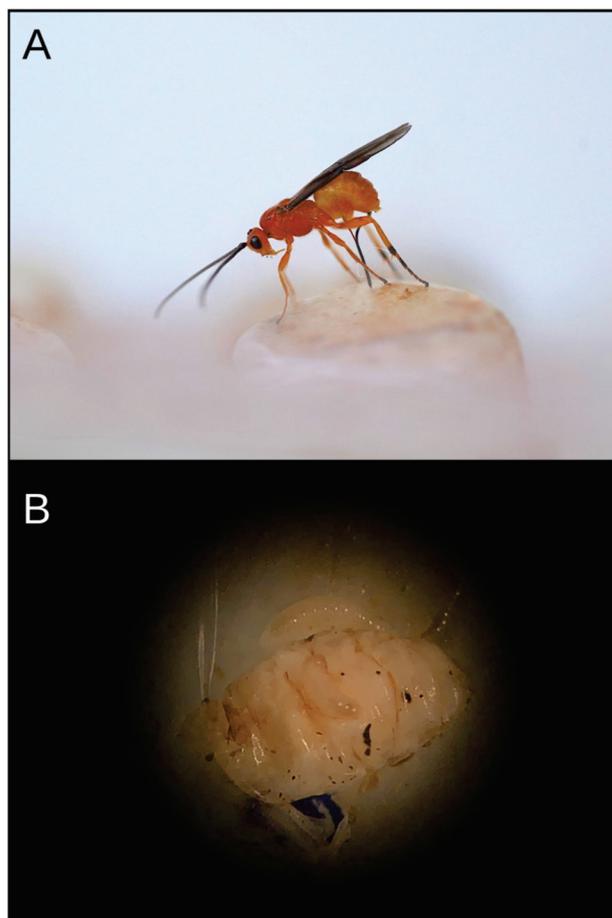
Embora *B. vulgaris* e *J. grandis* tenham elevado potencial contra o bicudo, e estejam já há alguns anos em altíssima demanda nas principais áreas produtoras de algodão do Brasil, nenhuma dessas duas espécies de parasitoides está disponível para comercialização no país. Isso acontece, em parte, devido ao reduzido nível tecnológico utilizado na criação de parasitoides do bicudo, o que acaba dificultando a logística, elevando os custos e, conseqüentemente, inviabilizando a produção massal (em larga escala). Portanto, a produção economicamente viável desses parasitoides atualmente depende do desenvolvimento de técnicas mais simples e baratas de criação. É necessário que se desenvolvam métodos economicamente viáveis de produção e liberação massais desses inimigos naturais num contexto de MIP, ou seja, em sinergia com outros métodos de controle de pragas.

Até o ano de 2013, quando sofreu uma realocação taxonômica, *Jaliscoa grandis* era conhecida como *Catolaccus grandis* (Gibson, 2013). Por isso, toda a literatura anterior a 2013 e algumas publicações posteriores a 2013 ainda se referem a *J. grandis* como *C. grandis*. Tanto *J. grandis* quanto *B. vulgaris* são espécies consideradas ectoparasitoides (parasitoides externos) de larvas de insetos. Isso significa que as vespas colocam ovos próximos ou sobre a larva do bicudo. Ao eclodir, as larvas das vespas se fixam à superfície externa da epiderme das larvas do bicudo, sugando seu conteúdo e se desenvolvendo externamente aos hospedeiros, que morrem pelo ataque das vespas (Figura 10).

Tanto no caso de *B. vulgaris* quanto de *J. grandis*, as técnicas de criação atualmente disponíveis são rudimentares, não permitindo a produção desses insetos em larga escala (Figura 11).

Como a maioria dos parasitoides, a produção massal dessas espécies exige a criação do hospedeiro natural (bicudo) em escala também massal. Os gastos para criação desse hospedeiro representam boa parte dos custos totais de produção dos parasitoides. Uma das formas de mitigar esses custos é substituindo os hospedeiros naturais por hospedeiros alternativos ou dietas artificiais.

Um hospedeiro natural é aquele organismo normalmente utilizado pelo parasitoide em campo. Por exemplo, o bicudo-do-algodoeiro é hospedeiro



Fotos: Cherre Sade Bezeira da Silva

Figura 10. Adulta do parasitoide *Bracon vulgaris* (Hymenoptera: Braconidae) inserindo seu ovipositor numa célula de Parafilm® contendo larva de bicudo-do-algodoeiro, em laboratório (A). Larvas de *B. vulgaris* anexadas à superfície da larva do bicudo-do-algodoeiro, no interior da célula de Parafilm®. Laboratório de Entomologia, Embrapa Algodão, Campina Grande, PB, (B).

natural tanto de *B. vulgaris* quanto de *J. grandis* pois, em condições de campo, a praga é comumente parasitada por ambas as espécies de inimigos naturais. Contudo, produzir bicudo em laboratório é uma tarefa laboriosa e cara. Por isso, não raro ambas as vespas parasitoides são criadas sobre um ou mais hospedeiros alternativos, que são mais fáceis e baratos de se criar. Por exemplo, é comum que laboratórios no Brasil utilizem a broca-da-batata (*Euscepes postfasciatus*) (Coleoptera: Curculionidae) e o gorgulho-do-feijão (*Callosobruchus maculatus*) (Coleoptera: Bruchidae) como hospedeiros alternativos ao bicudo para criação dos parasitoides *B. vulgaris* e *J. grandis*.

Nenhum desses hospedeiros alternativos exige dietas de preparo complicado ou ingredientes importados, portanto são mais fáceis e baratos de se criar que o bicudo. Contudo, as técnicas de criação tanto de *E. postfasciatus* quanto de *C. maculatus*

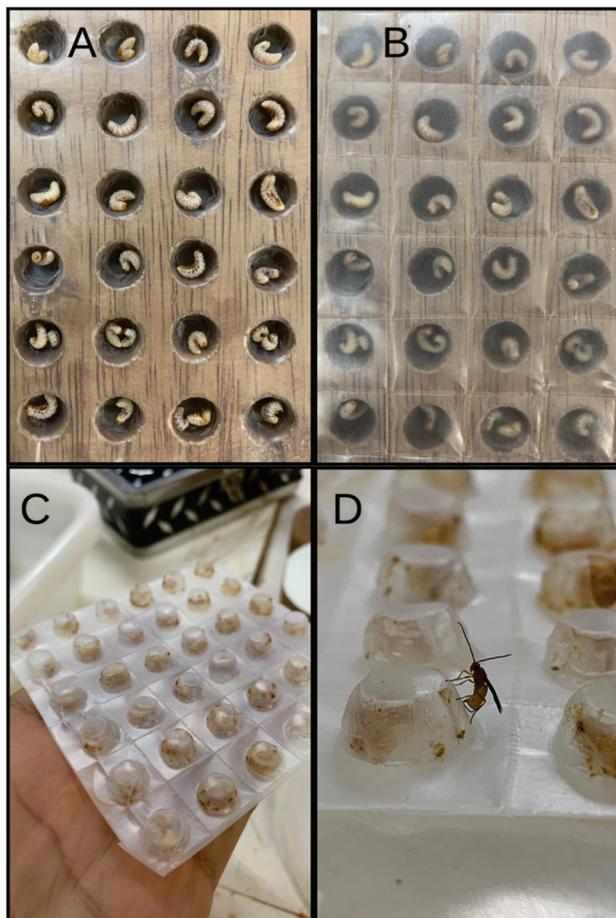


Figura 11. Esquema de criação do parasitoide *Bracon vulgaris* (Hymenoptera: Braconidae). Larvas de terceiro ínstar do bicudo-do-algodoeiro (*Anthonomus grandis*) em células de Parafilm® abertas (A). Fechadas (B). Vista superior de cartela com 36 células contendo larvas do bicudo (C). Vista superior-lateral da vespa parasitando larva do bicudo no interior da célula de Parafilm®. Laboratório de Entomologia, Embrapa Algodão, Campina Grande, PB. (D).

ainda demandam muita mão de obra; exigem ingredientes *in natura*, os quais nem sempre podem ser estocados por longos períodos; não são nutricionalmente padronizadas; ou dependem de dietas com elevado teor de umidade, gerando problemas como infecções microbianas. Ademais, alguns dos ingredientes dessas dietas são de disponibilidade sazonal, ou seja, estão indisponíveis em determinados períodos do ano. Esses gargalos criam dificuldades logísticas que acabam inviabilizando ou elevando os custos de produção dos insetos. Uma boa técnica de criação deve ser simples, exigir pouca mão de obra, priorizar hospedeiros de fácil multiplicação e que se desenvolvam em dietas secas, baratas, e de fácil preparo.

Por sua vez, no mundo ideal de criação de insetos parasitoides, a figura do hospedeiro, seja ele natural ou alternativo, seria totalmente eliminada,

de forma que os parasitoides fossem multiplicados diretamente em uma dieta artificial. Esse tipo de estratégia de criação de parasitoides, conhecida como criação *in vitro*, já é estudada há muitas décadas, sendo aplicada com sucesso para algumas espécies de parasitoides do gênero *Trichogramma* (Notarte; Merritt, 2001; Lu et al., 2017).

Pesquisas realizadas no exterior têm demonstrado que a criação de parasitoides do bicudo em dietas artificiais (criação *in vitro*) é uma estratégia promissora para a redução dos custos de produção desses inimigos naturais.

Em 1993, surgiram as primeiras pesquisas a demonstrar que dois parasitoides do bicudo, *Bracon mellitor* e *J. grandis*, podiam ser criados em dieta artificial completamente destituída de ingredientes provenientes de insetos (Guerra et al., 1993). Os parasitoides produzidos *in vitro* tiveram performance levemente inferior àqueles produzidos no hospedeiro natural (bicudo-do-algodoeiro). Nos anos seguintes, foram desenvolvidas dietas para criação *in vitro* de *J. grandis*, as quais produziram insetos capazes de voar e se dispersar em campo da mesma forma que parasitoides criados em bicudo, e de parasitar 50-57% das larvas de bicudo presentes no campo (Morales-Ramos et al., 1995; Morales-Ramos et al., 1995; Morales-Ramos et al., 1996; Rojas et al., 1996). Contudo, o peso e a fecundidade das fêmeas produzidas *in vitro* foram inferiores aos das fêmeas criadas em hospedeiro natural (bicudo). Em parasitoides do gênero *Bracon*, uma dieta artificial capaz de produzir indivíduos adultos saudáveis foi desenvolvida, embora os parasitoides criados *in vitro* tenham apresentado ciclo mais longo do que aqueles criados em hospedeiro natural (Magro; Parra, 2004; Magro et al., 2006).

Todos esses resultados sugerem que *B. vulgaris* e *J. grandis* têm potencial para ser multiplicados em sistema de criação *in vitro*, com uso de dietas artificiais e produção de indivíduos com eficiência de campo semelhante àqueles criados em hospedeiro natural (bicudo). Contudo, para que isso aconteça, é preciso que se aperfeiçoem as dietas artificiais já disponíveis, de forma que os insetos produzidos *in vitro* tenham período de desenvolvimento, peso, fecundidade e capacidade de controlar a praga semelhantes àqueles produzidos no hospedeiro natural.

Na década de 1990, a Embrapa Algodão desenvolveu estudos básicos sobre a biologia e técnicas de criação em pequena escala (milhares/semana) desses parasitoides (Ramalho, 1994; Ramalho; Wanderley, 1996; Wanderley; Ramalho,

1996). Desde então, infelizmente, os estudos não têm evoluído o suficiente para gerar protocolos que viabilizem a produção e liberação de parasitoides em larga escala, ou seja, de forma massal (milhões/semana). Esforços recentes da Embrapa Algodão em parceria com outras instituições de pesquisa visam avançar nesses estudos, de forma que tecnologias de produção massal de parasitoides do bicudo estejam disponíveis nos próximos anos.

Fungos entomopatogênicos formam outro grupo de agentes de controle biológico com uso potencial no controle populacional do bicudo-do-algodoeiro. Isolados do fungo *Beauveria bassiana* foram testados para o controle de bicudo e causaram entre 50 e 85% de mortalidade (Giometti et al., 2010). Um trabalho recente avaliou a eficiência de conídios de isolados de *Cordyceps javanica*, *Metarhizium anisopliae* e *Beauveria bassiana* contra a praga (Souza et al., 2019). Após 10 dias, *M. anisopliae* causou mortalidade confirmada de 92,5%, demonstrando potencial de controle microbiano de adultos do bicudo-do-algodoeiro (Figura 12).

Controle químico de bordadura

Movimentos de colonização e dispersão do bicudo estão diretamente relacionados com a fenologia da cultura do algodoeiro. No início do florescimento do algodoeiro, o perfil de voláteis liberado pelas plantas é percebido pelos insetos que estão até então abrigados em vegetação natural próximo às lavouras, e os insetos são atraídos para o seu interior (Magalhães et al., 2018).

Na medida que vão se reproduzindo nas plantas de algodoeiro, os descendentes (as gerações seguintes) passam a se dispersar pela lavoura. No intuito de interromper esse processo de colonização, o controle localizado é efetuado através de pulverizações de inseticida no perímetro das lavouras (aplicações de bordadura). Espaçadas em intervalos de cinco dias, essas aplicações de bordadura formam uma barreira química no espaço (ao longo do perímetro das lavouras) e no tempo (desde que o intervalo máximo de cinco dias seja obedecido), e visam a eliminar os adultos parentais e a população descendente, oriunda da oviposição. As aplicações em bordadura são realizadas a partir da fase V3 (plantas com três folhas verdadeiras) até a fase C

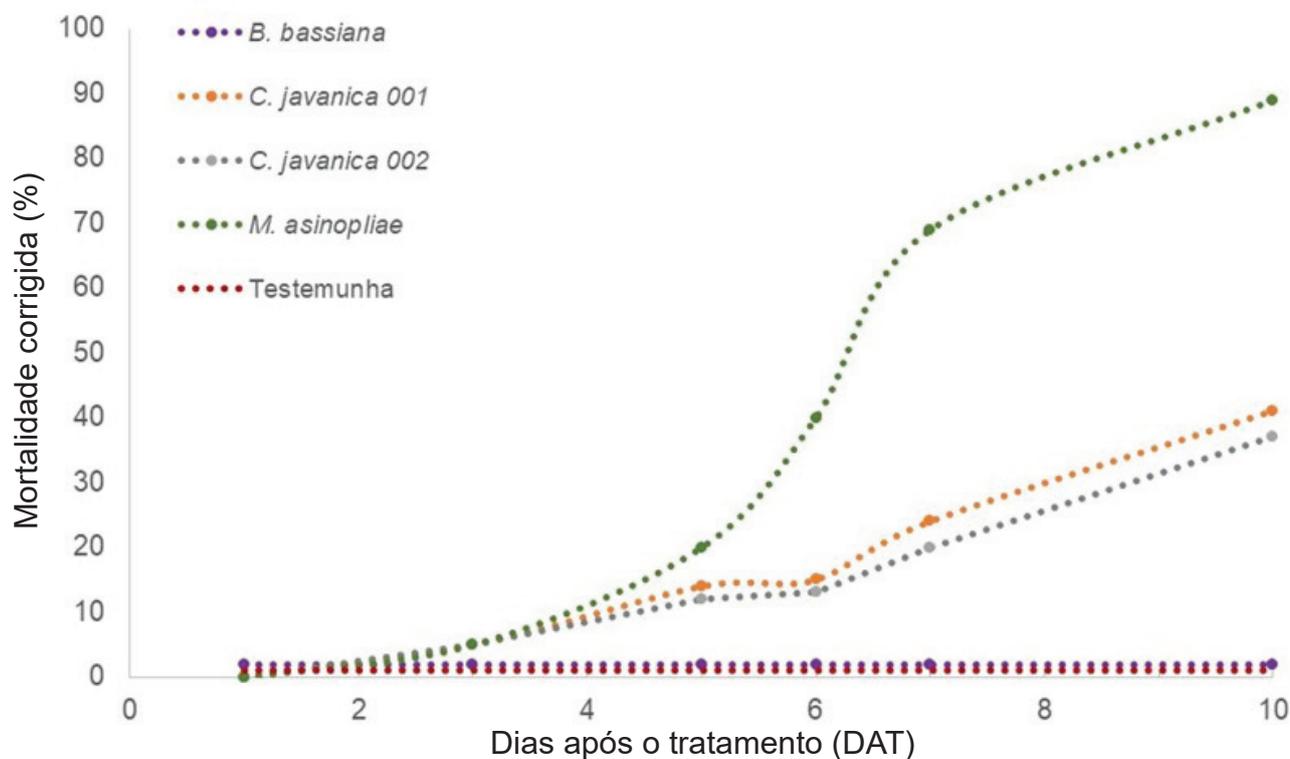


Figura 12. Percentagem de mortalidade confirmada de adultos do bicudo-do-algodoeiro, *Anthonomus grandis*, até dez dias após tratamento com conídios dos fungos entomopatogênicos *Cordyceps javanica*, *Metarhizium anisopliae* e *Beauveria bassiana*.

Fonte: Souza et al. (2019).

(ocorrência da primeira maçã firme), em faixa de 30 a 50 metros ao longo do perímetro das lavouras de algodão (Miranda, 2018).

Importante observar que, como tal controle se baseia na formação de barreira química, somente terá a eficácia esperada se for feito com a devida frequência (máximo de cinco dias de intervalo entre as aplicações) e com produtos eficientes. Em Goiás, duas áreas de produção em Luziânia e Turvelândia, onde essa medida foi efetuada com rigor e em conjunto com as demais medidas recomendadas de MIP, conseguiram reduzir significativamente o número de pulverizações efetuadas para o controle do bicudo ao longo da safra (Figura 13).

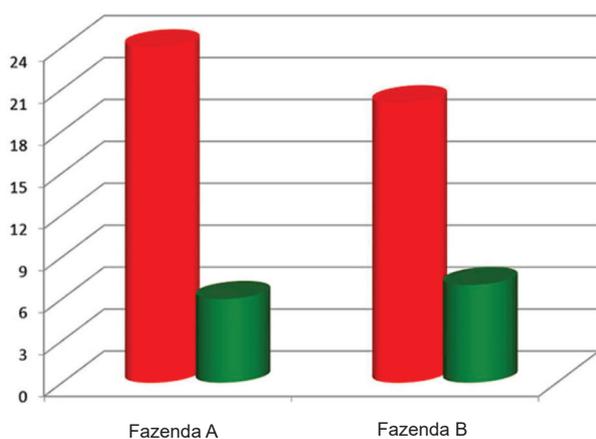


Figura 13. Número de pulverizações em área total para controle de bicudo em duas propriedades de Goiás, onde pulverizações de bordadura foram efetuadas a partir da fase V3 da cultura.

Fonte: Miranda (2018).

Controle químico em área total

Desde que foi detectado no Brasil em 1983, o bicudo se instalou em todas as áreas produtivas de algodão do país, causando grandes perdas, declínio de produção e alto custo de controle (Miranda; Rodrigues, 2015). Os prejuízos causados por essa praga podem ultrapassar o valor de US\$ 200/ha, o que equivale a cerca de 10% do custo total de produção (Belot et al., 2016).

Um levantamento recente efetuado com cerca de 60 produtores de algodão do Cerrado permitiu definir o número médio de pulverizações com inseticidas para controle das principais pragas da cultura do algodoeiro. Pelos dados, verifica-se que o bicudo ainda é a praga que exige maior número de

pulverizações, variando entre 18 e 22 aplicações por safra, nas últimas sete safras (Figura 14).

Dentre os produtos inseticidas utilizados no controle de bicudos, malathion é o princípio ativo mais utilizado, devido à sua eficiência e seu custo mais atrativo. Cerca de 70% das pulverizações para controle da praga são efetuadas com esse produto. Entretanto, malathion apresenta baixo período residual, o que obriga muitas vezes aplicações com menor intervalo de tempo entre si, fator que contribui para o alto número de pulverizações efetuado contra a praga ao longo da safra (Arruda et al., 2021). Ademais, a fim de se evitar a evolução da resistência do inseto a esse inseticida, é recomendável que outras moléculas entrem em rotação com malathion. Ensaios têm mostrado alta eficiência (acima de 80%) com o uso de etiprole, fipronil, metidation, carbo-sulfan ou a mistura profenofós + cipermetrina (Rolim; Crosariol Netto, 2020; Torres et al., 2021). Os autores também comprovaram queda de eficiência de controle de bicudos por piretroides nas últimas seis safras de cultivo do algodoeiro.

Para aumentar as opções de uso, melhorar a eficiência de controle e reduzir o impacto dos inseticidas, outras moléculas têm sido testadas. Eficiência de controle de 73% foi verificada com o uso de clotianidina contra o bicudo (Fonseca et al., 2011). Spinosad e espinetoram – inseticidas do grupo das espinosinas, de baixo risco para insetos não alvos – provocaram taxas de mortalidade acima de 80% além de apresentarem período residual de até oito dias (Barros et al., 2018; Rolim et al., 2019). Lufenuron, um inseticida regulador de crescimento e também seletivo a inimigos naturais, afetou a viabilidade de ovos de bicudo, reduzindo a taxa de natalidade em mais de 70% (Cruz et al., 2021).

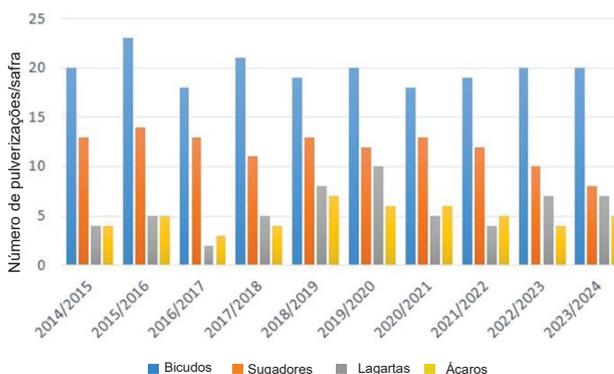


Figura 14. Número de pulverizações para controle de pragas na cultura do algodoeiro no Cerrado brasileiro. Safras 2014/2015 a 2020/2021.

Fonte: Belot; Barros; Miranda (2016).

Em experimento realizado para avaliar a eficiência e o efeito residual de inseticidas usados no controle do bicudo em condições de ausência e presença de chuva no período do tratamento, foi observado efeito de choque (*knock-down*) quando os produtos malathion e fipronil foram utilizados no controle do bicudo (Tabela 2) (Quintão et al., 2020).

Entretanto, a eficiência de controle e o período residual dos produtos inseticidas foram afetados pelo escoamento simulado. Em condições de ausência de escoamento e lavagem de produtos, malathion e fipronil apresentaram eficiência de controle de 92 e 80%, respectivamente, até os 10 dias após a aplicação, além de terem apresentado ação *knock-down* (Figura 15).

Quando houve a interferência da chuva simulada, após o efeito de *knock-down*, a eficiência desses dois produtos caiu para 54 e 49%, respectivamente. A eficiência de controle de lambda-cialotrina

Tabela 2. Número médio de adultos de bicudo-do-algodoeiro vivos após aplicação de inseticidas e simulação de ausência e presença de escoamento por chuva três dias após a aplicação.

Tratamento	Prévia	2DAA	4DAA	7DAA	10DAA
Sem chuva simulada					
Malathion	10	2,0 c	2,3 c	0,8 cd	2,0 c
Fipronil	10	0,8 c	0,3 d	0,0 d	1,8 c
Bifentrina	10	7,0 ab	0,3 d	2,7 c	7,5 a
Alfa-cipermetrina	10	8,5 a	6,3 b	6,0 b	8,8 a
Etofenproxi	10	6,5 ab	6,3 b	6,5 b	9,0 a
Lambda-cialotrina	10	5,3 b	5,3 b	2,3 c	5,5 b
Controle	10	10,0 a	10,0 a	9,0 a	9,5 a
CV (%)		18,6	27,4	40,2	16,1
Com chuva simulada					
Malathion	10	2,0 c	4,5 c	6,3 b	6,8 b
Fipronil	10	0,8 c	4,8 c	5,3 b	6,8 b
Bifentrina	10	7,0 ab	4,8 c	5,0 b	9,0 a
Alfa-cipermetrina	10	8,5 a	7,3 b	6,5 b	9,3 a
Etofenproxi	10	6,5 ab	6,5 bc	9,0 a	9,3 a
Lambda-cialotrina	10	5,3 b	7,3 b	6,5 b	8,3 ab
Controle	10	10,0 a	10,0 a	9,0 a	9,5 a
CV (%)		18,6	14,9	14,7	14,6

Médias seguidas de mesma letra, na coluna, não diferem, entre si, pelo teste de Tukey ($p < 0,05$).

Fonte: Quintão et al. (2020).

foi reduzida de 52 para 30% quando foi provocado o escoamento do produto. Bifentrina apresentou eficiência de 55% de controle em 10 DAA, que foi reduzida a 33% com a situação de chuva três DAA. Etofenproxi e alfa-cipermetrina tiveram eficiência inferior a 50% mesmo na condição de ausência de chuva simulada.

Sabe-se que em extensas áreas de cultivo no Cerrado, onde o regime pluvial é considerado elevado, o risco de ocorrer perdas por escoamento é sempre presente. Algumas das estratégias que a tecnologia de aplicação desenvolveu para tornar as aplicações de produtos sanitários mais eficientes e garantir a deposição desses produtos nas plantas são as aplicações em baixo volume (BV), baixo volume oleoso (BVO) ou aplicações com ultrabaixo volume (UBV). Com um volume menor de calda a ser aplicado, observa-se que o maior rendimento e capacidade operacional podem diminuir o tempo de aplicação de defensivos, possibilitando que as pulverizações sejam realizadas no momento correto, garantindo o controle do alvo biológico (Camargo, 2004).

A redução do volume de aplicação de inseticidas é uma tendência observada no cotidiano das propriedades agrícolas. Propriedades do Mato Grosso do Sul que estavam trabalhando com aplicação de alto volume (AV) para controlar o bicudo-do-algodoeiro reduziram o volume de aplicação terrestre ou substituíram por aplicações aéreas usando a tecnologia de aplicação BV/BVO (Moraes et al., 2017). De acordo com esse estudo, o uso dessa tecnologia permite a deposição de microgotas oleosas nas folhas do algodoeiro, diminuindo as chances de perdas por

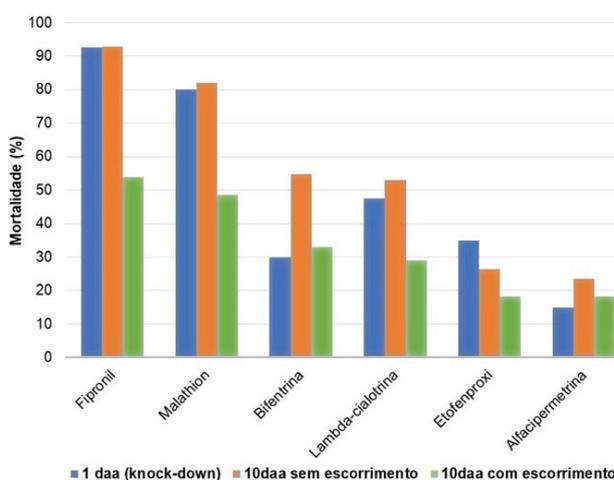


Figura 15. Eficiência de controle com efeito letal tipo *knock-down* (um dia após aplicação - DAA) e efeito residual (10 DAA) sem e com escoamento simulando chuva três DAA.

Fonte: Quintão et al. (2020).

escorrimento e ainda confere aos inseticidas maior poder residual, tornando os produtos mais eficientes no controle do bicudo. A redução do volume pode ser ainda maior, com o uso de formulações de ultrabaixo volume (UBV). Durante o programa americano de erradicação do bicudo, o malathion foi aplicado em UBV e resultou em uma grande economia nos custos de aplicações (El-Lissy; Kiser, 2000). Ainda hoje, aplicações aéreas de malathion UBV apresentam alta eficiência no controle do bicudo em lavouras do Cerrado brasileiro, desde que efetuadas com condições adequadas (Santos, 2015).

Alguns comportamentos do bicudo-do-algodoeiro dificultam a eficiência de aplicação dos inseticidas. Normalmente os adultos dessa espécie ficam alojados entre as brácteas e as estruturas reprodutivas da planta, e dessa forma ganham certa proteção quando são expostos aos inseticidas. A principal forma de contaminação do bicudo-do-algodoeiro por inseticidas é por penetração via tarsos, à medida que o inseto se locomove de uma estrutura para outra (Papa; Celoto, 2015).

O bicudo apresenta comportamento típico de tannatose, que ocorre quando o inseto se sente ameaçado por algum fator de perturbação, então ele se desprende da planta e cai ao solo, sem movimentos, como se estivesse morto. Ao cair no solo, os adultos de bicudo podem minimizar o efeito de um produto, evitando o contato direto, durante uma aplicação de inseticida na lavoura, o que caracterizaria seletividade ecológica (Arruda et al., 2020).

Atenção especial deve ser dada às condições climáticas no momento da tomada de decisão de controle químico contra o bicudo. O efeito residual dos produtos pode ser reduzido pelo escorrimento causado por chuva após a aplicação. A eficiência de controle já pode ser comprometida no dia seguinte à chuva, e totalmente anulada até o décimo dia após a aplicação (Quintão et al., 2020).

Portanto, a chuva é fator limitante para a eficiência de produtos fitossanitários, comprometendo bastante o controle de pragas, doenças e plantas daninhas através da lavagem da superfície das plantas, na qual os produtos deveriam ficar aderidos. Visto que cada produto exige um período mínimo para que tenha o efeito desejado sobre o alvo, não se recomenda realizar aplicações quando o tempo se encontra instável, com previsões de chuvas, pois, além de incorrer em perdas econômicas pela necessidade de reaplicação do produto, o escorrimento causado pela lavagem do princípio ativo para o solo ou outros locais não desejados pode causar grande impacto ambiental. Assim, deve-se ter um planejamento estratégico nas propriedades rurais a fim de se utilizar as ferramentas de previsão do tempo, para que as aplicações sejam feitas nas

melhores condições, atingindo o alvo sem necessidade de reaplicações devido a perdas por lavagem dos produtos.

Considerações finais

Para ser utilizado em sua plenitude e resultar no sucesso esperado, o MIP necessita que todos os aspectos de sua base e de seus pilares estejam bem esclarecidos e sejam utilizados em harmonia.

A partir de informações obtidas, aqui apresentadas e de novas técnicas modernas de detecção e controle, o manejo integrado da praga passa a ser mais assertivo. Métodos alternativos e complementares de controle, como o controle biológico, e tecnologias modernas de resistência varietal, como a transgenia, são opções de curto e médio prazo.

Novas tecnologias baseadas em sistemas automatizados de sensoriamento remoto podem otimizar o monitoramento da praga, de modo a permitir sua detecção precoce e em tempo hábil para ações de controle efetivas. Tais tecnologias facilitarão o monitoramento das populações por meio de dispositivos inteligentes remotos e de compostos análogos a voláteis de plantas que são atrativos aos insetos.

Quanto ao controle químico, novas moléculas inseticidas eficientes e seletivas a inimigos naturais garantirão a eficiência fisiológica dos produtos e reduzirão o impacto sobre organismos não alvo.

Tecnologias já conhecidas, porém não mais utilizadas, podem ser adaptadas para serem utilizadas no contexto atual de produção de algodão, como táticas de controle cultural ou biológico. Tecnologias compostas de ferramentas de controle cultural do tipo *attract-and-kill*, com plantas-isca e soqueira-isca, mostram-se opções interessantes para serem utilizadas no atual cenário de produção.

O controle biológico apresenta tendência de rápido crescimento e opções para o controle do bicudo estão surgindo. Os estudos apresentados aqui demonstram elevado potencial de produção *in vitro* de parasitoides do bicudo. Contudo, é necessário que as pesquisas avancem, para que os parasitoides produzidos *in vitro* tenham qualidade semelhante àqueles criados sobre o bicudo.

A Embrapa Algodão, em colaboração com instituições de pesquisa parceiras, tem trabalhado para que novas tecnologias de criação, em larga escala, desses parasitoides estejam disponíveis nos próximos anos.

Assim, novas soluções como as aqui apresentadas contribuirão para a otimização do manejo integrado do bicudo-do-algodoeiro.

Referências

- ALVES, T. J. S.; WANDERLEY-TEIXEIRA, V.; TEIXEIRA, A. A. C.; SILVA-TORRES, C. S. A.; MALAQUIAS, J. B.; PEREIRA, B. F.; CAETANO, F. H.; CUNHA, F. M. da. Parasitoid-host interaction: sensory structures involved in the parasitism behavior of *Bracon vulgaris* (Hymenoptera: Braconidae). **Animal Biology**, v. 64, n. 4, p. 365-381, 2014.
- ALVES, B. L. N.; SILVA, C. A. D. da; SERRÃO, J. E.; ZANUNCIO, J. C. Evaluation of cotton cultivars based on the compensatory increase of cotton squares after simulating damage by the cotton boll weevil. **Bragantia**, v. 80, e4621, 2021.
- AMBROGI, B. G.; VIDAL, D. M.; ZARBIN, P. H.; ROSADO-NETO, G. H. Feromônios de agregação em Curculionidae (Insecta: Coleoptera) e sua implicação taxonômica. **Química Nova**, v. 32, n. 8, p. 2151-2158, 2009.
- ANDRADE JÚNIOR, E. R.; SILVA, O. R. R. F. da; SOFIATTI, V. Destruição dos restos culturais do algodoeiro. In: BELOT, J. L.; VILELA, P. M. C. A. (ed.). **Manual de boas práticas de manejo do algodoeiro em Mato Grosso**. Cuiabá: IMAmt, 2020. p. 326-339.
- APIPA. Final de colheita, destruição de soqueiras e vazios sanitários. **Informativo Técnico**, n. 7. Agosto, 2020. Disponível em: https://apipa.com.br/wp-content/uploads/2021/07/Informativo-Tecnico-Apipa-007_2020-Agosto.pdf. Acesso em: 10 ago. 2023.
- ARRUDA, L. S.; ROLIM, G. G.; BARROS, E. M.; PEREIRA, F. F.; TORRES, J. B. Colonization and spatial distribution of boll weevil in commercial cotton fields. **Neotropical Entomology**, v. 49, n. 6, p. 901-915, 2020.
- ARRUDA, L. S.; TORRES, J. B.; ROLIM, G. G.; SILVA-TORRES, C. Dispersal of boll weevil toward and within the cotton plant and implications for insecticide exposure. **Pest Management Science**, v. 77, n. 3, p. 1339-347, 2021.
- AZAMBUJA, R.; DEGRANDE, P. E. Trinta anos do bicudo-do-algodoeiro no Brasil. **Arquivos do Instituto Biológico**, v. 81, p. 377-10, 2014.
- AZAMBUJA, R.; DEGRANDE, P. E. Biologia e ecologia do bicudo-do-algodoeiro no Brasil. In: BELOT, J. L. (ed.). **O bicudo-do-algodoeiro (*Anthonomus grandis* BOH., 1843) nos cerrados brasileiros**: Biologia e medidas de controle. Cuiabá: IMAmt, 2015. p. 47-60. (IMAmt. Boletim de P&D, 2).
- BAHIA (Estado). Agência Estadual de Defesa Agropecuária da Bahia. **Portaria n. 229 de 01 de junho de 2016**. Disponível em: http://www.adab.ba.gov.br/arquivos/File/ASCOM2017/Formulario/Portaria_N_229_de_01_de_junho_de_2016.pdf. Acesso em: 10 dez. 2023.
- BARROS, E. M.; SILVA-TORRES, C. S. A.; TORRES, J. B.; ROLIM, G. Short-term toxicity of insecticides residues to key predators and parasitoids for pest management in cotton. **Phytoparasitica**, v. 46, n. 3, p. 391-04, 2018.
- BASTOS, C. S.; PEREIRA, M. J. B.; TAKIZAWA, E. K.; OHL, G.; AQUINO, V. R. de. **Bicudo do algodoeiro**: identificação, biologia, amostragem e táticas de controle. Campina Grande: Embrapa Algodão, 2005. 31 p. (Embrapa Algodão. Circular técnica, 79).
- BELOT, J. L.; BARROS, E. M.; MIRANDA, J. E. Riscos e oportunidades: o bicudo-do-algodoeiro. In: AMPA; APROSOJA, MT; EMBRAPA (ed.). **Desafios do Cerrado**: como sustentar a expansão da produção com produtividade e competitividade. Cuiabá: Associação Mato-grossense dos Produtores de Algodão, 2016. p. 77-18.
- BLASSIOLI-MORAES, M. C.; LAUMANN, R. A.; MICHEREFF, M. F. F.; BORGES, M. Semiochemicals for Integrated Pest Management. In: VAZ JÚNIOR, S. (ed.). **Sustainable Agrochemistry**: a compendium of technologies. Cham: Springer International Publishing, 2019. p. 85-12.
- CROSARIOL NETTO, J.; ROLIM, G. G.; PAPA, G. Manejo integrado de pragas no algodoeiro em Mato Grosso. In: BELOT, J. L.; VILELA, P. M. C. A. (ed.). **Manual de boas práticas de manejo do algodoeiro em Mato Grosso**. Cuiabá: IMAmt, 2020. p. 262-91.
- CROSS, W. H.; LUKEFAHR, M.; FRYXELL, P. A.; BURKE, H. R. Host plants of the boll weevil. **Environmental Entomology**, v. 4, n. 1, p. 19-26, 1975.
- CRUZ, G. S.; WANDERLEY-TEIXEIRA, V.; ANTONINO, J. D.; GONÇALVES, G. G. A.; COSTA, H. N.; FERREIRA, M. C. N.; LAPA NETO, C.; ALVES, L. C.; SANTOS, F. A. B.; TEIXEIRA, A. A. C. Lufenuron indirectly downregulates *vitellogenin* in the boll weevil females reducing egg viability. **Physiological Entomology**, v. 46, n. 1, p. 24-3, 2021.
- CUADRADO, G. A. *Anthonomus grandis* Boheman (Coleoptera: Curculionidae) en la zona central y sur oeste de misiones, Argentina: polen como fuente alimenticia y su relación con el estado fisiológico en insectos adultos. **Neotropical Entomology**, v. 31, n. 1, p. 121-132, 2002.
- DEGRANDE, P. E. **Bicudo do algodoeiro**: táticas de controle para o Mato Grosso do Sul. Dourados: UFMS, 1991.
- DEGUINE, J.-P.; AUBERTOT, J.-N.; FLOR, R. J.; LESCOURRET, F.; WYCKHUYS, A. G.; RATNADASS, A. Integrated pest management: good intentions, hard realities. A review. **Agronomy for Sustainable Development**, v. 41, n. 3, p. 38, 2021.
- EGBUNA, C.; SAWICKA, B.; TIJJANI, H. Biopesticides, safety issues and market trends. In: EGBUNA, C.; SAWICKA, B. (ed.). **Natural remedies for pest, disease**

and weed control. [S. l.]: Academic Press, 2020. cap. 4, p. 43-53.

EL-LISSY, O.; KISER, K. The use of malathion ULV in Texas boll weevil eradication programs. In: BELTWISE COTTON CONFERENCES, 2000, Memphis. **Proceedings...** Memphis: National Cotton Council, 1992.

EVANGELISTA JÚNIOR, W. S.; ZANÚNCIO JÚNIOR, J. S.; ZANUNCIO, J. C. Controle biológico de artrópodes pragas do algodoeiro com predadores e parasitoides. **Revista Brasileira de Oleaginosas e Fibrosas**, v. 10, n. 3, p. 1147-1165, 2006.

FAUSTINO, R. F.; SILVA, C. A. D.; ZANUNCIO, J. C.; PEREIRA, J. R.; PEREIRA, A. I. A. Mortality of the cotton boll weevil in drip and sprinkler irrigated cotton crops. **Brazilian Journal of Biology**, v. 83, p. e20210062, 2023.

FERREIRA, A. C. de B.; BOGIANI, J. C.; SOFIATTI, V.; SILVA FILHO, J. L. da. Chemical control of stalk re-growth in glyphosate-resistant transgenic cotton. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, v. 22, n. 8, p. 530-534, 2018.

FONSECA, P. R. B.; LIMA JÚNIOR, I. S. de; SORIA, M. F.; KODAMA, C.; DEGRANDE, P. E. Inseticidas neonicotinoides no controle do bicudo-do-algodoeiro *Anthonomus grandis* (Boheman, 1843) (Coleoptera: Curculionidae) e a falha de controle do endossulfan. **Arquivos do Instituto Biológico**, v. 78, n. 4, p. 545-551, 2011.

GABRIEL, D. Longevidade do bicudo do algodoeiro *Anthonomus grandis* Boh., criado em hospedeiras alternativas no laboratório. **Arquivos do Instituto Biológico**, v. 69, n. 3, p. 123-26, 2002.

GABRIEL, D. **O bicudo do algodoeiro.** Campinas: Governo do Estado de São Paulo; Secretaria de Agricultura e Abastecimento Paulista; Agência Paulista; Instituto Biológico, 2016. p. 1-20. (Documento técnico, 25).

GIBSON, G. A. P. Revision of the species of *Jaliscoa* Bouček within a review of the identity, relationships and membership of *Jaliscoa*, *Catolaccus* Thomson, *Eurydinotelooides* Girault, *Lyracus* Walker and *Trimeromicrus* Gahan (Hymenoptera: Pteromalidae). **Zootaxa**, v. 3612, n. 1, p. 1-85, 2013.

GIOMETTI, C. S.; GIOMETTI, C. S.; WENZEL, I. M. I.; ALMEIDA, J. E. M.; LEITE, L. G.; ZAPPELINI, L. O. Seleção de isolados de *Beauveria bassiana* para o controle de adultos do bicudo-do-algodoeiro, *Anthonomus grandis* (Coleoptera: Curculionidae). **Arquivos do Instituto Biológico**, v. 77, n. 1, p. 167-169, 2010.

GOIÁS (Estado). Agência Goiana de Defesa Agropecuária. **Instrução Normativa n. 04/2019.** Disponível em: <https://sidago.agrodefesa.go.gov.br/site/adicionaisproprios/protocolo/arquivos/717082.pdf>. Acesso em: 10 dez. 2023.

GREENBERG, S. M.; SPARKS JUNIOR, A. N.; NORMAN JUNIOR, J. W.; COLEMAN, R.; BRADFORD, J. M.; YANG, C.; SAPPINGTON, T. W.; SHOWLER, A. Chemical cotton stalk destruction for maintenance of host-free periods for the control of overwintering boll weevil in tropical and subtropical climates. **Pest Management Science**, v. 63, p. 372-380, 2007.

GUERRA, A. A.; ROBACKER, K. M.; MARTINEZ, S. In vitro rearing of *Bracon mellitor* and *Catolaccus grandis* with artificial diets devoid of insect components. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v. 68, n. 3, p. 303-307, 1993.

HARDEE, D. D.; JONES, G. D.; ADAMS, L. C. Emergence, movement, and host plants of boll weevils (Coleoptera: Curculionidae) in the delta of Mississippi. **Journal of Economic Entomology**, v. 92, n. 1, p. 130-139, 1999.

INSTITUTO MATO-GROSSENSE DE ECONOMIA AGROPECUÁRIA. **Custo de produção ponderado:** algodão Mato Grosso, safra 2021/2022. Disponível em: <https://www.imea.com.br/imea-site/relatorios-mercado-detalle?c=1&s=696277432068079616>. Acesso em: 18 out. 2022.

JONES, J. W.; BOWEN, H. D.; STINNER, R. E.; BRADLEY JUNIOR, J. R.; BACHELER, J. S. Simulation of boll weevil population as influenced by weather, crop status, and management practices. **Transactions of the ASAE**, v. 20, p. 121-125, 131, 1977.

KLETTER, E.; WALLACH, D. Effects of fruiting form removal on cotton reproductive development. **Field Crops Research**, v. 5, p. 69-84, 1 jan. 1982.

KOGAN, M. Integrated pest management: Historical perspectives and contemporary developments. **Annual Review of Entomology**, v. 43, p. 243, 1998.

LENTEREN, J. C. V. The state of commercial augmentative biological control: plenty of natural enemies, but a frustrating lack of uptake. **BioControl**, v. 57, n. 1, p. 1-20, 2012.

LENTEREN, J. C. V.; BOLCKMANS, K.; KÖHL, J.; RAVENSBERG, W. J.; URBANEJA, A. Biological control using invertebrates and microorganisms: plenty of new opportunities. **BioControl**, v. 63, n. 1, p. 39-59, 2018.

LIMA, I. S. de; DEGRANDE, P. E.; MIRANDA, J. E.; SANTOS, W. J. dos. Evaluation of the Boll Weevil *Anthonomus grandis* Boheman (Coleoptera: Curculionidae) Suppression Program in the State of Goiás, Brazil. **Neotropical Entomology**, v. 42, n. 1, p. 82-88, 2013.

LIVEFARM TECNOLOGIA AGROPECUÁRIA LTDA. **LF Defender:** A proteção para sua plantação de algodão contra o bicudo-do-algodoeiro. Livefarm: Brasília, Folder. 4p. 2023.

- LUCIARI JÚNIOR, A.; QUEIRÓS, L. R.; CAMARGO NETO, J.; CHAIM, A. AgroTIC em agricultura de precisão e automação agrícola. In: MASSRUHÁ, S. M. F. S.; LEITE, M. A. de; LUCIARI JÚNIOR, A.; ROMANI, L. A. S. (ed.). **Tecnologias da informação e comunicação e suas relações com a agricultura**. Brasília, DF: Embrapa, 2014. cap. 10, p. 191-214, 2014.
- LU, X.; HAN, S.; LI, Z.; LI, L. Biological characters of *Trichogramma dendrolimi* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) reared in vitro versus *in vivo* for thirty generations. **Scientific Reports**, v. 7, n. 1, p. 17928, 2017.
- MACÊDO, J. A. D.; CASTELLANI, M. A.; SANTOS, F. de A. R. dos; OLIVEIRA, P. P.; MALUF, R. P. Fontes alternativas de pólen utilizadas pelo bicudo-do-algodoeiro em duas regiões produtoras de algodão na Bahia. **Revista Caatinga**, v. 28, n. 3, p. 255-262, 2015.
- MAGALHÃES, D. M.; SILVA, I. T. F. A. da; BORGES, M.; LAUMANN, R. A.; BLASSIOLI-MORAES, M. C. *Anthonomus grandis* aggregation pheromone induces cotton indirect defence and attracts the parasitic wasp *Bracon vulgaris*. **Journal of Experimental Botany**, v. 70, n. 6, p. 1891-1901, 2019.
- MAGALHÃES, D.; BORGES, M.; LAUMANN, R. A.; CAULFIELD, J. C.; BIRKETT, M. A.; BLASSIOLI-MORAES. Inefficient weapon – the role of plant secondary metabolites in cotton defence against the boll weevil. **Planta**, v. 94, 2020. DOI: <https://doi.org/10.1007/s00425-020-03497-w>.
- MAGRO, S. R.; DIAS, A. B.; TERRA, W. R.; PARRA, J. R. P. Biological, nutritional, and histochemical basis for improving an artificial diet for *Braconhebetor* Say (Hymenoptera: Braconidae). **Neotropical Entomology**, v. 35, p. 215-222, 2006.
- MAGRO, S. R.; PARRA, J. R. P. Comparison of artificial diets for rearing *Bracon hebetor* Say (Hymenoptera: Braconidae). **Biological Control**, v. 29, n. 3, p. 341-347, 2004.
- MARANHÃO (Estado). Agência Estadual de Defesa Agropecuária. **AGED realiza fiscalização do vazio sanitário do algodão**. 1/11/2022. Disponível em: <https://aged.ma.gov.br/noticias/aged-realiza-fiscalizacao-do-vazio-sanitario-do-algodao>. Acesso em: 10 dez. 2023.
- MARTIN, D. F.; BARBOSA, S.; CAMPANHOLA, C. **Observações preliminares e comentários sobre o bicudo do algodoeiro, no Estado de São Paulo**. Jaguariúna: Embrapa Meio Ambiente, 1987. (Embrapa Meio Ambiente. Circular técnica, 1). Disponível em: <https://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/184094/1/Observacoes-sobre-o-bicudo.pdf>. Acesso em: 10 dez. 2023.
- MATO GROSSO (Estado). Secretaria de Estado e Desenvolvimento Econômico. **Instrução Normativa Conjunta SEDEC/INDEA-MT n.001/2016**. Disponível em https://www.indea.mt.gov.br/documents/9141339/0/04-13+-+Algod%C3%A3o+-+Instru%C3%A7%C3%A3o+Normativa+Conjunta+INDEA-MT_SEDEC+N.%C2%BA+001-2016%2C+de+3+de+maio+de+2016.pdf. Acesso em: 10 dez. 2023.
- MATO GROSSO DO SUL (Estado). Agência de Defesa Sanitária Animal e Vegetal. **Resolução Conjunta SEMAGRO/IAGRO n. 001, de 13 de março de 2018**. Campo Grande, MS, p. 1-3, mar. 2018. Disponível em: http://www3.servicos.ms.gov.br/iagro_ged/pdf/2601_GED.pdf. Acesso em: 12 dez. 2023.
- MATSUDA, K.; IHARA, M.; SATTELLE, D. B. Neonicotinoid insecticides: Molecular targets, resistance, and toxicity. **Annual Review of Pharmacology and Toxicology**, v. 60, n. 1, p. 241-255, 2020.
- MINAS GERAIS (Estado). Instituto Mineiro de Agropecuária. Vazio Sanitário do Algodão. **Portaria n. 1884, de 23 de novembro de 2018**. Disponível em: <http://ima.mg.gov.br/sanidade-vegetal/vazio-sanitario/1606-legislacao/2109-legislacao-vazio-sanitario>. Acesso em: 13 dez. 2023.
- MIRANDA, J. E. Bicudo: como enfrenta-lo do início ao fim da safra. **A Granja**, v. 830, p. 27-28, 2018.
- MIRANDA, J. E.; RODRIGUES, S. M. M. História do bicudo no Brasil. In: BELOT, J. L. (ed.). **O bicudo-do-algodoeiro (*Anthonomus grandis* BOH., 1843) nos cerrados brasileiros**: Biologia e medidas de controle. Cuiabá: IMAmt, 2015. v. 2, p. 9-46. (IMAmt. Boletim de P&D).
- MIRANDA, J. E.; RODRIGUES, S. M. M. **Manejo do bicudo-do-algodoeiro em áreas de agricultura intensiva**. Campina Grande: Embrapa Algodão, 2016. 18 p. (Embrapa Algodão. Circular técnica, 140).
- MIRANDA, J. E.; RODRIGUES, S. M. M. O tamanho do prejuízo do bicudo e a necessidade de monitoramento. **Cultivar Grandes Culturas**, v. 236, p. 52-55, 2018.
- MIRANDA, J. E.; TRIPODE, B. M. D.; SILVA, I. R. da R. Compensatory response of cotton plants to simulated carpophagous pest injury. **Brazilian Applied Science Review**, v. 4, n. 5, p. 2954-2965, 2020.
- MIRANDA, J. E.; TRIPODE, B. M. D.; SILVA, I. R. R. Influence of the crop border on the colonization and dispersal of the boll weevil (*Anthonomus grandis*) in Brazil. In: WORLD COTTON RESEARCH CONFERENCE, 8., 2016, Goiânia. **Anais...** Goiânia: Associação Goiana dos Produtores de Algodão, 2016.
- MIRANDA, J. E.; TRIPODE, B. M. D.; SILVA, I. R. R. Bicudos remanescentes em algodoeiro pré-colheita e comportamento de concentração no perímetro. In:

- CONGRESSO BRASILEIRO DO ALGODÃO, 11., 2017, Maceió. **Resumos...** Maceió: Associação Brasileira dos Produtores de Algodão, 2017.
- MOHAMMED, A. A. A. H.; DESNEUX, N.; MONTICELLI, L. S.; FAN, Y.; SHI, X.; GUEDES, R. N. C.; GAO, X. Potential for insecticide-mediated shift in ecological dominance between two competing aphid species. **Chemosphere**, v. 226, p. 651-658, 2019.
- MORAES, D. S.; SANTOS, R.; MARKS, A. **Boas práticas fitossanitárias do algodão**. Chapadão do Sul: Ampasul, 2017. (Ampasul. Informativo, 146).
- MORALES-RAMOS, J. A.; ROJAS, M. G.; COLEMAN, R. J.; GREENBERG, S. M.; SUMMY, K. R.; KING, E. G. Comparison of in vivo versus in vitro reared *Catolaccus grandis* in the field. In: BELTWISE COTTON CONFERENCES, 2000, Nashville. **Proceedings...** Memphis: National Cotton Council, 1996. p. 1099-1104. Disponível em: <https://www.cotton.org/beltwide/proceedings/1996/abstracts/423.cfm>. Acesso em: 24 marc. 2024.
- MORALES-RAMOS, J. A.; ROJAS, M. G.; KING, E. G. Preliminary field evaluation of in vitro reared *Catolaccus grandis*. In: BELTWISE COTTON CONFERENCES, 2000, Nashville. **Proceedings...** Memphis: National Cotton Council, 1996. p. 1099-1104.
- MORALES-RAMOS, J. A.; SUMMY, K. R.; KING, E. G. Estimating parasitism by *Catolaccus grandis* (Hymenoptera: Pteromalidae) after inundative releases against the boll weevil (Coleoptera: Curculionidae). **Environmental Entomology**, v. 24, n. 6, p. 1718-1725, 1995.
- MOURA, M. da C.; TRIPODE, B. M. D.; SILVA, J. F. A. e; BARRIGOSI, J. A. F.; MIRANDA, J. E.; PINHEIRO, P. V. Sobrevivência e preferência alimentar do bicudo-do-algodoeiro *Anthonomus grandis* (Coleoptera: Curculionidae) em plantas alternativas. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA, 28., 2022, Fortaleza. **Anais...** Fortaleza: Sociedade de Entomológica do Brasil, 2022. Disponível em: <https://cbe2022.com.br/files/poster9.pdf>, 2022. Acesso em: 6 marc. 2023.
- NAKANO, O. Bicudo: a praga mais importante do algodão. **Agroquímica**, v. 21, p. 10-14, 1983.
- NARANJO, S. E.; ELLSWORTH, P. C.; FRISVOLD, G. B. Economic value of biological control in integrated pest management of managed plant systems. **Annual Review of Entomology**, v. 60, n. 1, p. 621-645, 7 jan. 2015.
- NEVES, R. C. dos S.; TORRES, J. B.; BARROS, E. M.; VIVAN, L. M. Boll weevil within season and off-season activity monitored using a pheromone-and-glue reusable tube trap. **Scientia Agricola**, v. 75, n. 4, p. 313-320, 2018.
- NIKKILA, R.; SEILONEN, I.; KOSKINEN, K. Software architecture for farm management information systems in precision agriculture. **Computers and Electronics in Agriculture**, v. 70, n. 2, p. 328-336, 2010.
- NOTARTE, A.; J MERRITT, D. Successful in vitro rearing of *Trichogramma australicum* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) on artificial diet containing cultured insect cells. **Bulletin of entomological research**, v. 91, n. 3, p. 227-231, 2001.
- PAPA, G.; CELOTO, F. J. Controle químico do bicudo-do-algodoeiro, *Anthonomus grandis*, Boheman (Coleoptera: Curculionidae). In: BELOT, J. L. (ed.). **O bicudo-do-algodoeiro (*Anthonomus grandis* BOH., 1843) nos cerrados brasileiros: Biologia e medidas de controle**. Boletim de P&D 2. Cuiabá: IMAmT, 2015. p. 143-153.
- PARRA, J. R. P. Biological Control in Brazil: an overview. **Scientia Agricola**, v. 71, p. 420-429, 2014.
- PARRA, J. R. P.; COELHO JÚNIOR, A. Applied biological control in Brazil: from laboratory assays to field application. **Journal of Insect Science**, v. 19, n. 2, 2019.
- PARROTT, W. L.; MAXWELL, F. G.; JENKINS, J. N. Feeding and oviposition of the boll weevil, *Anthonomus grandis* (Coleoptera: Curculionidae), on the rose-of-sharon, an alternate Host. **Annals of the Entomological Society of America**, v. 59, n. 3, p. 547-550, 1966.
- PAULA, D. P.; CLAUDINO, D.; TIMBÓ, R. V.; MIRANDA, J. E.; BEMQUERER, M. P.; RIBEIRO, A. C. J.; SUJII, E. R.; FONTES, E. M. G.; PIRES, C. S. Reproductive dormancy in boll weevil from populations of the midwest of Brazil. **Journal of Economic Entomology**, v. 106, n. 1, p. 86-96, 2013.
- PESSOA, M. C. P. Y. **Simulação e inteligência artificial aplicadas ao estudo da dinâmica populacional do bicudo do algodoeiro na região de Campinas/ SP**. 1994. 208 f. (Doutorado em Engenharia Elétrica) - Universidade Estadual de Campinas, Campinas.
- PIMENTA, M.; MATA, R. A.; VENZON, M.; CUNHA, D. N. C.; FONTES, E. M. G.; PIRES, C. S. S.; SUJII, E. R. Survival and preference of cotton boll weevil adults for alternative food sources. **Brazilian Journal of Biology**, v. 76, n. 2, p. 387-395, 2016.
- QUINTÃO, F. C. S.; FURTADO, J. D. da S.; TRIPODE, B. M. D.; MIRANDA, J. E. Inseticidas para controle do bicudo do algodoeiro - eficiência, período residual e perdas por escorrimento. In: SPERS, A. E. (ed.). **Pesquisa e inovação nas ciências que alimentam o mundo**. Curitiba: Artemis, 2020. v. 4, p. 55-65.
- RAMALHO, F. de S.; SILVA, A. M. C. da; ZANUNCIO, J. C.; SERRÃO, J. E. Competition between *Catolaccus grandis* (Hymenoptera: Pteromalidae) and *Bracon vulgaris* (Hymenoptera: Braconidae), parasitoids of the boll weevil. **Brazilian Archives of Biology and Technology**, v. 50, p. 371-378, 2007.

- RAMALHO, F. S. Cotton pest management: Part 4. A Brazilian perspective. **Annual Review of Entomology**, v. 39, n. 1, p. 563-578, 1994.
- RAMALHO, F. S.; WANDERLEY, P. A. Ecology and management of the boll weevil in South American cotton. **American Entomologist**, v. 42, n. 1, p. 41-47, 1996.
- RASZICK, T. J. Boll weevil eradication: a success story of science in the service of policy and industry. **Annals of the Entomological Society of America**, v. 114, n. 6, p. 702-708, 2021.
- RESEARCH AND MARKETS. **Biopesticides market - Segmented by product, by formulation, by ingredient, by mode of application and geography - Growth, trends, and forecast (2018 - 2023)**. 2020. Disponível em: <https://www.researchandmarkets.com/reports/4663568/biopesticides-market-segmented-by-product-by#rela2-3622267>. Acesso em: 29 jun. 2020.
- RIBEIRO, P. de A.; SUJII, E. R.; DINIZ, I. R.; MEDEIROS, M. A. de; SALGADO-LABOURIAU, M. L.; BRANCO, M. C.; PIRES, C. S. S.; FONTES, E. M. G. Alternative food sources and overwintering feeding behavior of the boll weevil, *Anthonomus grandis* bohemian (Coleoptera: Curculionidae) under the tropical conditions of central Brazil. **Neotropical Entomology**, v. 39, n. 1, p. 28-34, 2010.
- RIBEIRO, E. B.; SILVA, C. A. D. da; NOVAIS, V. R. de; VALE, W. S. do; SILVA, G. dos; MELO, T. L.; LEITE, S. A.; CASTELLANI, M. A. Formação de carimãs e sobrevivência do bicudo do algodoeiro em cultivares de algodão. **Scientia Plena**, v. 16, p. 1-6, 2020.
- RODRIGUES, S. M. M.; MIRANDA, J. E. Controle etológico do bicudo do algodoeiro. In: BELOT, J. L. (org.). **O bicudo do algodoeiro (*Anthonomus grandis* BOH., 1843) nos cerrados brasileiros**: Biologia e medidas de controle. Cuiabá: Instituto Mato-Grossense do Algodão, 2015. v. 2, p. 95-116.
- ROJAS, M. G.; KING, E. G.; MORALES-RAMOS, J. A.; SALDANA, G. Use of a factitious host and supplemented adult diet to rear and induce oogenesis in *Catolaccus grandis* (Hymenoptera: Pteromalidae). **Environmental Entomology**, v. 27, n. 2, p. 499-507, 1998.
- ROJAS, M. G.; MORALES-RAMOS, J. A.; KING, E. G. In vitro rearing of the boll weevil (Coleoptera: Curculionidae) ectoparasitoid *Catolaccus grandis* (Hymenoptera: Pteromalidae) on meridic diets. **Journal of Economic Entomology**, v. 89, n. 5, p. 1095-1104, 1996.
- ROLIM, G. G.; ARRUDA, L. S.; TORRES, J. B.; BARROS, E. M.; FERNANDES, M. G.; Susceptibility of cotton boll weevil (Coleoptera: Curculionidae) to spinosyns. **Journal of Economic Entomology**, v. 112, n. 4, p. 1688-1694, 2019.
- ROLIM, G. G.; CROSARIOL NETTO, J. **Mortalidade do bicudo-do algodoeiro após contato em residuo seco de inseticidas utilizados na cotonicultura – Safra2020/2021**. Rondonópolis: IMAmt, 2020. (IMAmt. Circular técnica 46).
- RUMMEL, D. R.; WHITE, J. R.; CARROL, S. C.; PRUITT, G. R. P. Pheromone trap index system for predicting need for overwintered boll weevil control. **Journal of Economic Entomology**, v. 73, n. 6, p. 806-810, 1980.
- SANTOS, W. J. Medidas estratégicas de controle do bicudo-do-algodoeiro (*Anthonomus grandis* Boh., 1843). In: BELOT, J. L. (ed.). **O bicudo-do-algodoeiro (*Anthonomus grandis* BOH., 1843) nos cerrados brasileiros: biologia e medidas de controle**. Cuiabá: IMAmt, 2015. p. 76-91. (IMAmt. Boletim de P&D, 2).
- SANTOS, K. M. dos; LIMA NETO, J. de; SILVA, L. P. A. da; REIS, A. C.; PORTO, R. S.; LIMA, D. J. da P.; SANTANA, A. E. G. Synthetic strategies for the (+)-grandisol, the main constituent of boll weevil pheromone. **Mini-Reviews in Organic Chemistry**, v. 18, n. 6, p. 690-708, 2021.
- SEVERINO, L. S.; MIRANDA, J. E. Tolerância do algodoeiro à perda de estruturas reprodutivas simulando o ataque de bicudo. In: CONGRESSO BRASILEIRO DO ALGODÃO, 13., 2022, Salvador. **Resumos...** [Brasília]: ABRAPA, 2022.
- SHOWLER, A. T.; ABRIGO, V. Common subtropical and tropical nonpollen food sources of the boll weevil (Coleoptera: Curculionidae). **Environmental Entomology**, v. 36, n. 1, p. 99-104, 2007.
- SHOWLER, A. T. Relationships of abscised cotton fruit to boll weevil (Coleoptera: Curculionidae) fecundity and oviposition. **Journal of Economic Entomology**, v. 101, p. 68-73, 2008.
- SOUSA, L. M. de; BOAVENTURA, H. A.; TRIPODE, B. M. D.; MIRANDA, J. E.; SILVA, J. F. A. e; QUINTELA, E. D. Patogenicidade de diferentes fungos entomopatogênicos a bicudo-do-algodoeiro *Anthonomus grandis* Boheman (Coleoptera: Curculionidae). In: SEMINÁRIO JOVENS TALENTOS, 13., 2019, Santo Antônio de Goiás. **Resumos...** Santo Antônio de Goiás: Embrapa Arroz e Feijão, 2019. p. 86. Disponível em: <https://www.alice.cnptia.embrapa.br/alice/handle/doc/1122882>. Acesso em: 10 dez. 2023.
- SILVA, A. F. da; CONCENCO, G.; ADEGAS, F. S.; SOFIATTI, V.; BOGIANI, J. C.; COSTA, A. G. F.; FERREIRA, A. C. de B.; SILVA, O. R. R. F. Destruição dos restos culturais do algodoeiro e manejo de plantas voluntárias. In: COSTA, A. G. F.; SOFIATTI, V. (ed.). **Manejo de plantas daninhas na cultura do algodoeiro**. Brasília, DF: Embrapa, 2015. p. 167-188.
- SILVA, I. R. R.; MIRANDA, J. E.; TRIPODE, B. M. D.; SILVA FILHO, J. L. da. Número de ínstaes larvais de população do Cerrado de *Anthonomus grandis* criada em

dieta artificial. In: SEMINÁRIO JOVENS TALENTOS, 10., 2016, Santo Antônio de Goiás. **Coletânea dos resumos apresentados**. Santo Antônio de Goiás: Embrapa Arroz e Feijão, 2016. p. 56.

SILVA, C. A. D.; DUARTE, M. de M. F.; GONÇALVES, S. G.; VASCONCELOS, E. D. Spatial and temporal distribution of cotton squares and small cotton bolls fallen on ground after damage by boll weevil and the efficiency of the equipment used to collect them. **Ciencia Rural**, v. 47, p. 1-6, 2017.

SILVA, I. T. F. A. da; MAGALHÃES, D. M.; BORGES, M.; LAUMANN, R. A.; BRITO, C. H. de; MIRANDA, J.; BLASSIOLI-MORAES, M. C. Exploitation of herbivore-induced cotton volatiles by the parasitic wasp *Bracon vulgaris* reveals a dominant chemotactic effect of terpenoids. **BioControl**, v. 67, n. 2, p. 135-148, 2022.

SOFIATTI, V.; SILVA, O. R. R. F.; ANDRADE JÚNIOR, E. R.; FERREIRA, A. C. de B.; PERINA, F. J.; BOGIANI, J. C. Integration of stalk destruction methods for the glyphosate herbicide-resistant cotton. **Journal of Agricultural Studies**, v. 10, n. 2, p. 1, 2022.

SPURGEON, D. W.; SUH, C. P-C.; ESQUIVEL, J. F. Diapause response of the boll weevil (Coleoptera: Curculionidae) to feeding period duration and cotton square size. **Journal of Insect Science**, v. 18, 2018. DOI: <https://doi.org/10.1093/jisesa/iey084>.

SPURGEON, D. W.; SUH, C. P-C. Termination of diapause in the boll weevil (Coleoptera: Curculionidae). **Journal of Economic Entomology**, v. 112, p. 633-643, 2019.

STENBERG, J. A. A conceptual framework for Integrated Pest Management. **Trends in Plant Science**, v. 22, n. 9, p. 759-769, 2017.

STENBERG, J. A.; SUNDH, I.; BECHER, P. G.; BJÖRKMAN, C.; DUBEY, M.; EGAN, P. A.; FRIBERG, H.; GIL, J. F.; JENSEN, D. F.; JONSSON, M.; KARLSSON, M.; KHALIL, S.; NINKOVIC, S.; REHERMANN, G.; VENTUKURI, R. R.; VIKETOFT, M. When is it biological control? A framework of definitions, mechanisms, and classifications. **Journal of Pest Science**, v. 94, n. 3, p. 665-676, 2021.

TOCANTINS (Estado). Agência de Defesa Agropecuária do Estado do Tocantins. **Instrução Normativa n. 05 de 1º de abril de 2019**. Disponível em: <https://www.to.gov.br/adapec/noticias/vazio-sanitario-do-algodao-comeca-no-tocantins-a-partir-do-dia-20-de-setembro/5vrn7gzlyua>. Acesso em: 10 dez. 2023.

TOMQUELSKI, G. V.; MARTINS, G. M. Bicudo em algodão. **Cultivar Grandes Culturas**, v. 111, p. 42-45, 2008.

TONINA, L.; ZANETTIN, G.; MIORELLI, P.; PUPPATO, S.; CUTHBERTSON, A. G. S.; GRASSI, A. *Anthonomus rubi* on strawberry fruit: Its biology, ecology, damage, and control from an IPM perspective. **Insects**, v. 12, n. 8, 2021.

TORRES, J. B.; ROLIM, G. G.; POTIN, D. M.; ARRUDA, L. S.; NEVES, R. C. S. Susceptibility of boll weevil (Coleoptera: Curculionidae) to ethiprole, differential toxicity against selected natural enemies, and diagnostic concentrations for resistance monitoring. **Journal of Economic Entomology**, v. 114, n. 6, p. 2381-2389, 2021.

WANDERLEY, P. A.; RAMALHO, F. S. Biologia e exigências térmicas de *Catolaccus grandis* (Burks) (Hymenoptera: Pteromalidae), parasitóide do bicudo-do-algodoeiro. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 31, n. 4, p. 237-247, 1996.

Embrapa Algodão

Rua Osvaldo Cruz, 1143, Centenário
58428-095, Campina Grande, PB
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, Luiz Paulo de Carvalho, Nair Helena Castro Arriel, Rita de Cássia Cunha Saboya e Geraldo Fernandes de Sousa Filho*

Circular Técnica 143

e-ISSN 0000-0000
Abril, 2024

Edição executiva: *Geraldo Fernandes de S. Filho*

Revisão de texto: *Marcela Bravo Esteves*

Normalização bibliográfica: *Enyomara Lourenço Silva* (CRB-4/1569)

Projeto gráfico: *Leandro Sousa Fazio*

Diagramação: *Geraldo Fernandes de S. Filho*

Publicação digital: PDF



MINISTÉRIO DA
AGRICULTURA E
PECUÁRIA

Todos os direitos reservados à Embrapa.