

**UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA “JÚLIO DE MESQUITA FILHO”
FACULDADE DE ENGENHARIA
CAMPUS DE ILHA SOLTEIRA**

Lucas Matoso Duca

**O ALGODÃO TRANSGÊNICO AFETA A POPULAÇÃO DE PARASITÓIDES DO
BICUDO-DO-ALGODOEIRO *Anthonomus grandis* BOHEMAN, 1843
(COLEOPTERA: CURCULIONIDAE)?**

Ilha Solteira - SP
Dezembro de 2025

Lucas Matoso Duca

**O ALGODÃO TRANSGÊNICO AFETA A POPULAÇÃO DE
PARASITÓIDES DO BICUDO-DO-ALGODOEIRO *Anthonomus
grandis* BOHEMAN, 1843 (COLEOPTERA: CURCULIONIDAE)?**

Trabalho de Conclusão de Curso
apresentado à Faculdade de Engenharia de
Ilha Solteira – UNESP como parte dos
requisitos para obtenção do título de
Engenheiro Agrônomo.

Prof. Dr. Alexandre José Ferreira Diniz
Orientador

Ilha Solteira - SP
Dezembro de 2025

FICHA CATALOGRÁFICA

Desenvolvido pelo Serviço Técnico de Biblioteca e Documentação

D823a Duca, Lucas Matoso.
O algodão transgênico afeta a população de parasitoides do bicudo-do-
algodoeiro *Anthonomus grandis* Boheman, 1843 (Coleoptera: Curculionidae)? /
Lucas Matoso Duca. -- Ilha Solteira: [s.n.], 2025
32 f. : il.

Trabalho de conclusão de curso (Graduação em Engenharia Agrônômica) -
Universidade Estadual Paulista (UNESP), Faculdade de Engenharia, Ilha Solteira,
2025

Orientador: Alexandre José Ferreira Diniz

Inclui bibliografia

1. Controle biológico. 2. *Gossypium hirsutum*. 3. Inimigos naturais.

ATA DA DEFESA – TRABALHO DE CONCLUSÃO DE CURSO


TÍTULO: "O algodão transgênico afeta a população de parasitoides do bicudo-do-algodoeiro *Anthonomus grandis* Boheman, 1843 (Coleoptera: Curculionidae)?"

ALUNO: Lucas Matoso Duca


RA: 201051291

ORIENTADOR: Prof. Dr. Alexandre José Ferreira Diniz


APROVADO (X) REPROVADO () PELA COMISSÃO EXAMINADORA COM NOTA:
9

Documento assinado digitalmente
 **ALEXANDRE JOSE FERREIRA DINIZ**
Data: 19/12/2025 17:07:09-0300
Verifique em <https://validar.iti.gov.br>


Prof. Dr. Alexandre José Ferreira Diniz
Presidente (Orientador)

Documento assinado digitalmente
 **GUSTAVO RODRIGUES ALVES**
Data: 19/12/2025 19:12:18-0300
Verifique em <https://validar.iti.gov.br>

Pesquisador Dr. Gustavo Rodrigues Alves
SmartMip

Documento assinado digitalmente
 **CARLOS EDUARDO SOUZA BEZERRA**
Data: 19/12/2025 18:04:34-0300
Verifique em <https://validar.iti.gov.br>

Pesquisador Dr. Carlos Eduardo Souza Bezerra
Fundação MT

Documento assinado digitalmente
 **LUCAS MATOSO DUCA**
Data: 19/12/2025 17:27:54-0300
Verifique em <https://validar.iti.gov.br>

Lucas Matoso Duca
Aluno

Ilha Solteira (SP), 19 de dezembro de 2025.

DEDICATÓRIA

Dedico este trabalho ao meu pai e à minha bisavó Maria (*In memoriam*). Ambos já não estão entre nós, mas permanecem no meu coração e em minha memória.

AGRADECIMENTOS

Agradeço à minha família por todo apoio durante essa jornada, especialmente à minha mãe Josiane, meus avós Valdemir, Felicia, Cida e Nilson, minhas tias Jaqueline, Geralda, Bernadete, Vera e meu tio Paulinho. Obrigado por todo o suporte, incentivo e amor que vocês me deram!

Meus agradecimentos aos meus amigos de graduação Matheus Brambilla, Gabriele Ferreira, Vitória Maria, Bruna Barros, Beatriz Cerqueira e João Cancelliero, sou muito grato por todos os momentos, aprendizados, risos, companhia, carinho e apoio que tive ao lado de vocês, são sem dúvida um presente na minha vida.

Agradeço ao meu orientador Alexandre Diniz, por ter me incentivado, orientado, compartilhado seu vasto conhecimento entomológico, me proporcionado a oportunidade de desenvolver este experimento e participar de vários eventos científicos pelo Brasil.

Minha gratidão e reconhecimento ao laboratório de Controle Biológico de Pragas (ConBio), em especial aos membros e companheiros de estágio João Cancelliero, Gabriel Fexina e Camila Martins, vocês foram importantes para o desenvolvimento desse trabalho, desde a ajuda em campo até a companhia durante as avaliações.

Meus agradecimentos a Valmir Costa (Instituto Biológico) e Carol Montoya (Ufscar) por suas contribuições com este trabalho. Gratidão ao professor Carlos Flechtmann por despertar e incentivar o interesse pela entomologia.

Sou grato à UNESP por todo o amparo institucional, pelo corpo docente de alta qualidade e toda infraestrutura (Laboratórios e FEPE), que me proporcionou muitos aprendizados e conhecimentos durante minha vivência acadêmica. Ao Núcleo de Permanência Estudantil, ao DEFERS pela concessão da bolsa de monitoria da disciplina Pragas de Culturas I, e a Prope pelo programa de iniciação científica PIBIC, Reitoria, CNPq - UNESP de 9/2023, com concessão da Bolsa PIBIC RT para realização deste projeto (11526).

RESUMO

O bicudo-do-algodoeiro (*Anthonomus grandis* Boheman, 1843) é a principal praga da cotonicultura brasileira, seu manejo é fortemente dependente do controle químico, estudos indicam que o controle biológico com parasitoides apresenta um potencial. Diante da ampla adoção de cultivares transgênicas de algodão no Brasil, torna-se necessário avaliar seus possíveis efeitos sobre inimigos naturais, especialmente parasitoides. Assim, o presente trabalho teve como objetivo avaliar se o algodão transgênico interfere na população de parasitoides do bicudo-do-algodoeiro, bem como comparar três métodos de prospecção. O experimento foi conduzido na Fazenda de Ensino, Pesquisa e Extensão da UNESP, em Selvíria-MS, em áreas cultivadas com algodão convencional (TMG62®) e transgênico (TMG66GL®), sem aplicação de inseticidas. Foram avaliados três métodos de obtenção de parasitoides: método normal, método colar e método delta. As estruturas vegetais coletadas foram mantidas em laboratório para emergência e identificação dos parasitoides, sendo posteriormente analisadas as taxas de parasitismo e a diversidade das espécies. Os resultados indicaram que o algodão transgênico não promoveu redução significativa no parasitismo em dois dos três métodos avaliados. O método de coleta influenciou significativamente as taxas de parasitismo, sendo os métodos colar e delta mais eficientes que o método normal. Foram identificados quatro espécies de parasitoides, com predominância de *Bracon* sp. e *Jaliscoa* sp., que corresponderam a 97% dos indivíduos amostrados. Conclui-se que o algodão transgênico não afeta negativamente a colonização dos principais parasitoides do bicudo-do-algodoeiro, reforçando o potencial desses inimigos naturais em estratégias de manejo integrado de pragas.

Palavras-chave: Controle biológico. *Gossypium hirsutum*. Inimigos naturais.

ABSTRACT

The cotton boll weevil (*Anthonomus grandis* Boheman, 1843) is the main pest of Brazilian cotton production, and its management is strongly dependent on chemical control; however, studies indicate that biological control using parasitoids has considerable potential. Given the widespread adoption of transgenic cotton cultivars in Brazil, it is necessary to evaluate their possible effects on natural enemies, especially parasitoids. Therefore, this study aimed to assess whether transgenic cotton interferes with the population of cotton boll weevil parasitoids, as well as to compare three sampling methods. The experiment was conducted at the Teaching, Research and Extension Farm of UNESP, in Selvíria, Mato Grosso do Sul, Brazil, in areas cultivated with conventional cotton (TMG62®) and transgenic cotton (TMG66GL®), without insecticide applications. Three parasitoid sampling methods were evaluated: the conventional method, the string method, and the delta method. The collected plant structures were maintained under laboratory conditions for parasitoid emergence and identification, and parasitism rates and species diversity were subsequently analyzed. The results indicated that transgenic cotton did not promote a significant reduction in parasitism in two of the three evaluated methods. The sampling method significantly influenced parasitism rates, with the loop and delta methods being more efficient than the conventional method. Four parasitoid species were identified, with predominance of *Bracon* sp. and *Jaliscoa* sp., which accounted for 97% of the sampled individuals. It is concluded that transgenic cotton does not negatively affect the colonization of the main parasitoids of the cotton boll weevil, reinforcing the potential of these natural enemies in integrated pest management strategies.

Keywords: Biological control. *Gossypium hirsutum*. Natural enemies.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1	- Áreas de implantação do algodão.....	18
Figura 2	- Métodos de obtenção em campo. A) Método colar. B) Método delta.....	20
Figura 3	- Parasitismo (%) em três tipos de coleta (normal, colar e delta) em dois sistemas de cultivo de algodão (convencional e transgênico).....	21
Figura 4	- Parasitismo (%) em dois sistemas de cultivo de algodão (convencional e transgênico) em cada método de coleta (normal, colar e delta).....	22
Figura 5	- Rede bipartida representando a frequência das espécies de parasitoides obtidas utilizando três métodos de amostragem (Delta, Colar e Normal) em dois sistemas de cultivo: Transgênico (Trang) e Convencional (Conv).....	24
Figura 6	- Exemplos de parasitoides do bicudo-do-algodoeiro encontrados. A) <i>Bracon</i> sp. B) <i>Jaliscoa</i> sp. C) <i>Eupelmus</i> sp. D) <i>Urosigalphus</i> sp.....	25

LISTA DE TABELAS

Tabela 1	- Força de interação das espécies de parasitoides na rede estudada, com base na frequência de indivíduos amostrados por meio de diferentes métodos de coleta nos sistemas de cultivo.....	23
Tabela 2	- Distribuição das espécies de parasitoides conforme o método de obtenção e cultivar	27

SUMÁRIO

1	INTRODUÇÃO.....	11
2	OBJETIVO.....	14
3	REVISÃO DE LITERATURA.....	15
3.1	Algodão.....	15
3.2	<i>Anthonomus grandis</i>	16
3.3	Controle biológico.....	16
3.4	Parasitoides do bicudo-do-algodoeiro.....	17
4	MATERIAIS E MÉTODOS.....	18
4.1	Caracterização e condução do experimento.....	18
4.2	Métodos de obtenção.....	18
4.2.1	Método normal.....	19
4.2.2	Método colar.....	19
4.2.3	Método delta.....	19
4.3	Análise em laboratório.....	20
5	RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	21
6	CONCLUSÕES.....	27
7	REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	28

1 INTRODUÇÃO

A cultura do algodoeiro [*Gossypium hirsutum* L. (Malvaceae)] no Brasil é a terceira maior do mundo em termos de produção, com pouco mais de 5,0 milhões de toneladas, mesmo sendo o quinto em área total, são cerca de 2,0 milhões de hectares cultivados (USDA, 2020). Dentre os estados com maior produção estão Mato Grosso, Bahia e Goiás, que formam juntos cerca de 95% da produção total no país (Conab, 2020). Mais de 70% da produção é exportada, principalmente para a China e outros países asiáticos (USDA, 2020; Comex Stat, 2020).

A praga-chave dessa cultura é o bicudo-do-algodoeiro, *Anthonomus grandis* Boheman, 1843 (Coleoptera: Curculionidae). Originário das “terras baixas” do México (Confalonieri, 2000), é considerado uma das pragas mais prejudiciais para a agricultura devido aos danos que causa e à dificuldade de seu controle (Degrande et al., 2002). Quando não controlado, pode causar a completa destruição do algodoeiro, levando à redução da produtividade esperada de 3 a 75% e perdas na ordem de US\$ 140 a 350 por hectare/ano, incluídos os danos, custos de controle e depreciação da infraestrutura de combate da praga (Degrande et al., 2004; Degrande, 2006).

No Brasil, essa praga foi constatada pela primeira vez em 1983, em cultivo de algodoeiro próximo ao aeroporto de Viracopos (Degrande et al., 2003) e, hoje em dia, 40 anos depois, é considerada a principal praga de algodoeiro no país, tendo se disseminado em diferentes regiões (Marquesini et al., 2021). A rápida dispersão deste inseto pelo Brasil transformou de maneira profunda a produção algodoeira no país, em especial na região nordeste, onde o declínio foi acentuado a partir de sua introdução.

Para manejo dessa praga recomenda-se adotar o programa de Manejo Integrado de Pragas. A integração de táticas, como melhoramento de cultivares, práticas culturais e controle biológico e químico, em torno do nível de controle seria a forma ideal de manejo desta praga, no entanto, atualmente a cultura nas maiores regiões produtoras é altamente dependente do controle químico (Bastos e Torres, 2003).

O controle biológico, como forma alternativa ao uso de pesticidas químicos, vem crescendo frente à maior segurança alimentar e ambiental exigida pela sociedade. Em vista do futuro crescimento da agricultura brasileira e em

concordância às práticas internacionais de manejo de pragas, fazem-se necessárias pesquisas que visem o enriquecimento do conhecimento acerca do controle biológico. Esta forma de controle ocorre naturalmente sobre populações praga na maioria das culturas, pela existência de inimigos naturais nativos ou exóticos, entre predadores, parasitoides e entomopatógenos, sendo, portanto, um serviço ecossistêmico fundamental (Parra et al., 2021).

Um parasitoide é um organismo cuja fase larval se desenvolve alimentando-se de outro organismo (a praga no caso), normalmente são das ordens Hymenoptera (vespas) e Diptera (moscas). Os adultos do parasitoide são de vida livre e alimentam-se de néctar normalmente (Parra et al., 2021). No caso do bicudo, os parasitoides identificam a estrutura vegetal (botão floral ou fruto), com a presença da praga internamente, a perfuram e colocam seus ovos sobre o corpo da larva de *A. grandis* (Grigolli et al., 2013).

O controle biológico com parasitoides possui mais informações em nível mundial. Em levantamento realizado nos EUA foram identificadas 40 espécies diferentes desse grupo de inimigos naturais em levantamentos realizados no Texas (Cross e Chestnut, 1971), no Brasil poucos trabalhos foram realizados em levantamentos e identificaram 13 espécies apenas parasitando o bicudo (Wanderley e Ramalho, 1996; Azambuja e Degrande, 2014), sendo estes realizados antes do advento das cultivares transgênicas de algodão, que poderiam exercer efeito sobre os inimigos naturais. Atualmente, mais de 80% da área de algodão no Brasil utiliza cultivares transgênicas (Abrapa, 2023). Estudos sobre o efeito desse tipo de planta vêm sendo realizados para inimigos naturais nas culturas como soja e milho e apresentam resultados variáveis sobre parasitoides (Silva, 2013). Praticamente não existem trabalhos semelhantes envolvendo parasitoides e a cultura do algodão.

2 OBJETIVO

O presente projeto teve o objetivo de avaliar se o algodão transgênico e três métodos de prospecção interferem na população de parasitoides do bicudo-do-algodoeiro, *Anthonomus grandis* (Coleoptera: Curculionidae).

3 REVISÃO DE LITERATURA

3.1 Algodão

O Algodoeiro é uma planta produtora de fibra, Dicotiledônea, integrante da família Malvaceae e gênero *Gossypium*. Esse gênero agrega mais de 50 espécies espalhadas pelo mundo. Quatro espécies representam os cultivos, *Gossypium herbaceum* L., *Gossypium arboreum* L., *Gossypium barbadense* L. e *Gossypium hirsutum* L. essas são referidas como algodão anual. Divididas em dois grupos, *G. barbadense* e *G. hirsutum* são as espécies das américas que sofreram domesticação, já *G. herbaceum* e *G. arboreum* são as espécies originárias do velho mundo. *G. hirsutum* é a espécie amplamente cultivada entre os trópicos, representando em torno de 90% do que é produzido. O produto obtido na colheita é um conjunto de fibra e caroço, sendo o último destinado a nutrição animal e a pluma destinada à indústria têxtil (Romano, 2012).

A cultura é de longe a principal fibra do agronegócio brasileiro, cumpre uma função estratégica, sendo um propulsor econômico e de desenvolvimento, a cultura é responsável por uma fatia considerável da balança comercial brasileira (Senior, 2025). A safra 24/25 movimentou mais de US\$ 4,85 bilhões de dólares nas exportações brasileiras, esses números recorde fizeram com que o Brasil superasse os Estados Unidos e se tornasse líder nas exportações, as previsões são que o país permaneça nessa dianteira (Amipa, 2025).

Na década de 80 a cotonicultura foi muito relevante para o semiárido do Brasil, sendo essa região a representante da maior fatia da produção nacional. Com a introdução do bicudo houve uma mudança brusca na realidade, fazendo com que o país tivesse que importar o produto por alguns anos. Com a mudança da produção para o centro-oeste a região se tornou o principal polo produtor. No Mato Grosso, estado mais relevante na produção nacional, a produção se caracteriza por grandes áreas de cultivo, com uso intenso de tecnologia, mecanização agrícola e manejo fitossanitário (Ferreira et al., 2022).

O algodão Bt consiste da introdução de genes da bactéria *Bacillus thuringiensis* na planta, estes genes são responsáveis por levar as larvas de insetos à morte. Em 2005 a Comissão Técnica Nacional de Biossegurança realizou a primeira aprovação de algodão transgênico (Bollgard®). Ao passar dos anos o uso

de transgênicos foi se intensificando e já representa mais de 80% da área cultivada em todo o território nacional. (Petrucci, 2011; Abrapa, 2023).

3.2 *Anthonomus grandis*

O Bicudo-do-algodoeiro, *Anthonomus grandis* Boheman, 1843 (Coleoptera: Curculionidae) teve sua introdução no começo da década de 1980, desde então, se consolidou como a praga mais importante dos algodoads do país e todo continente americano. É um coleóptero fitófago, cuja larva e adulto se alimentam das estruturas reprodutivas do algodão, causando grandes danos nas lavouras (Silvie et al., 2013; Santos et al., 2002).

A fêmea do bicudo oviposita nos botões florais, flores e maçãs do algodão, preferencialmente no terço superior da planta, durante o começo do estágio reprodutivo da cultura, de florescimento e frutificação (Grigolli et al., 2013). Desta ação resulta um “calo” que permite facilmente identificar a estrutura atacada. As larvas se desenvolvem alimentando-se destas estruturas, completando o seu ciclo até a fase adulta. A fase de pupa se passa também protegida dentro da estrutura reprodutiva do algodão, onde a larva de último ínstar forma uma câmara compacta com restos vegetais e fezes (Gallo et al., 2002). Alguns dias após o ataque a planta aborta a estrutura com a larva, cujo desenvolvimento se completa dentro da estrutura no solo. As características que conferem perpetuação da praga nos períodos de entressafra são dormência reprodutiva em restos culturais e utilização em plantas alternativas (Paula et al., 2013;). No estado de São Paulo os insetos começam a sair desse estado de dormência entre o final de setembro e início de outubro (Campanhola et al., 1984).

3.3 Controle biológico

O controle biológico de pragas consiste em um trabalho ecossistêmico proveniente da atuação dos inimigos naturais. As formas de uso de nas lavouras são diversas, mas todas vão ter como base a utilização de organismos naturais para combate dos insetos praga (Sobral Junior, 2024). Para o sucesso de um programa de controle biológico, é fundamental um bom planejamento, neste, pode-se destacar, a identificação correta do melhor inimigo natural, estudos sobre sua biologia e

técnicas de criação, dentre outros fatores, para uma futura implementação em condições de cultivo (Parra et al., 2021).

Os relatos de predação de bicudo se concentram nas formigas *Selenopsis invicta*, *Pheidole* spp. e *Crematogaster* spp., mas também há registros de outros predadores como os dermápteros *Euborellia annulipes* e *Doru luteipes*, mantódeos *Oxyopsis* sp. e *Metaphotina austri* e aranhas do gênero *Latrodectus* (Bastos e Torres, 2005; Júnior et al., 2006; Bezerra et al., 2025). Nos fungos entomopatogênicos se destacam *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuill, *Metarhizium anisopliae* (Metsch) e *Cordyceps fumosorosea*, todos promissores para o controle de *A. grandis* (Coutinho e Cavalcanti, 1988; Ramalho e Wanderley, 1996). Os parasitoides são os inimigos naturais de maior relevância no controle biológico da cotonicultura brasileira, os registros internacionais associam no mínimo 40 espécies parasitando o bicudo (Ramalho e Wanderley, 1996; Cross e Chestnut, 1971).

3.4 Parasitoides do bicudo-do-algodoeiro

De acordo com Wanderley e Ramalho (1996), no Brasil 13 espécies de parasitoides foram encontradas parasitando bicudo. Atualmente há registros de 22 himenópteros relacionadas a *A. grandis*, sendo esses parasitoides de larva ou pupa do coleóptero, estão concentrados nas famílias: Pteromalidae, Braconidae, Eupelmidae, Eurytomidae, Mymaridae, Ichneumonidae e Chalcididae (Corralero, 2021). Pierozzi e Habib (1986) relataram *Hyalomyodes brasiliensis* (Diptera: Tachinidae) parasitando adultos do bicudo. Experimentos de prospecção de parasitoides do bicudo relataram espécies com potencial para programas de controle biológico (Araujo et al., 1999).

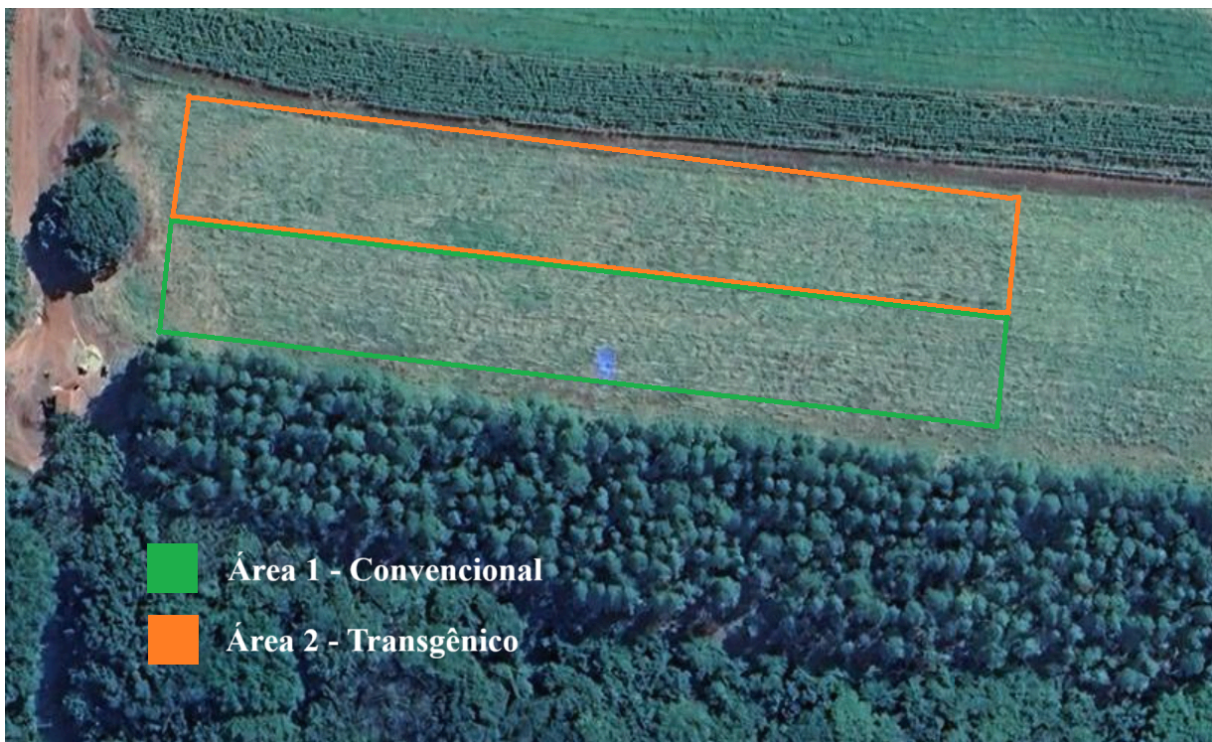
As espécies *Bracon vulgaris* Ashmead (Hymenoptera: Braconidae) e *Jaliscoa grandis* Burks (Hymenoptera: Pteromalidae) apresentaram o maior potencial, demonstrando maior controle e impacto na praga (Ramalho et al., 1993; e Wanderley e Ramalho, 1996; Bonamin, 2024). Experimentos realizados em alguns estados dos EUA e no Brasil apontaram *J. grandis* como muito promissor para programas de controle biológico (Johnson et al., 1973; Cate et al., 1990; Summy et al., 1995; Morales-Ramos et al., 1994; Ramalho et al., 1998; Bonamin, 2024).

4 MATERIAIS E MÉTODOS

4.1 Caracterização e condução do experimento

O experimento foi realizado na Fazenda de Ensino, Pesquisa e Extensão da Unesp de Ilha Solteira, localizada em Selvíria - MS (20°20'55"S 51°24'09"W). Foram implantadas duas áreas de 25 x 200 m totalizando 0,5 ha cada (Figura 1), sendo uma área com cultivar convencional (TMG62®) e outra transgênica (TMG66GL®). Os dois cultivos receberam os tratos culturais normalmente recomendados para cultura, como adubação, e preparo do solo de acordo com as necessidades, não foi realizada nenhuma aplicação de inseticida a fim de permitir o surgimento do bicudo. Ambas as áreas foram implantadas em região anexa de mata nativa, de modo a facilitar a colonização dos parasitoides.

Figura 1 – Áreas de implantação do algodão



Fonte: Google, 2024.

4.2 Métodos de obtenção

Uma vez que existem parasitoides que atacam as larvas da praga ainda na planta ou no chão foram avaliados três métodos de obtenção dos parasitoides de modo a identificar possíveis diferenças na colonização. Foram coletados ao acaso,

nas áreas de cultivo, 300 estruturas vegetais (botões florais ou frutos, de acordo com a época de desenvolvimento da planta) com sinal de ataque da praga (oviposição), sendo 150 estruturas em cada área, as quais foram divididas em 3 grupos.

4.2.1 Método normal

Foram tomadas 100 estruturas vegetais, trazidas ao laboratório, e tiveram as brácteas retiradas, foram higienizadas em solução com concentração de 3% de NaClO por 5 minutos, sendo secas em seguida com papel toalha e individualizadas em tubos de vidro de 7 cm de altura por 2,5 de diâmetro, fechados com filme de PVC e mantidos em ambiente controlado a $25^{\circ}\text{C} \pm 2^{\circ}\text{C}$, 70% UR e fotofase de 12h. Os tubos foram inspecionados diariamente até emergência dos parasitoides ou da praga, anotando-se a quantidade e data. Dessas 100, 50 estruturas vieram da área com algodão convencional e 50 da área transgênica.

4.2.2 Método colar

Foram tomadas 100 estruturas vegetais e divididas em 10 grupos de 10 unidades para cada um, sendo 5 grupos para cada área, as estruturas foram inseridas dentro de uma rede plástica tubular, fechado por grampos, formando assim um colar (Figura 2A). Os colares foram dispostos no meio da área de cultivo, com espaçamento de 10 metros entre si, pendurados nas plantas e mantidos por sete dias. Após esse período eles foram recolhidos e trazidos ao laboratório, acondicionados e mantidos nas condições descritas para o método normal.

4.2.3 Método delta

Assim como no método anterior, foram formados 10 grupos de 10 unidades, cada grupo foi colocado em uma armadilha tipo delta (Figura 2B). As armadilhas foram dispostas 10 metros entre si, no meio da área de cultivo por sete dias, após os quais as estruturas vegetais eram recolhidas e tratadas como descrito para o método normal.

Figura 2 – Métodos de obtenção em campo. A) Método colar. B) Método delta.



Fonte: Autor, 2024.

4.3 Análise em laboratório

As estruturas vegetais foram mantidas, no laboratório, nas condições descritas por 20 dias. Nas amostras nas quais não ocorreu emergência da praga ou do inimigo natural, foi realizada a dissecação para verificar possível mortalidade antes do fim do desenvolvimento. Nas situações nas quais foi encontrada pupa ou larva do parasitoide, morta, a amostra foi considerada como parasitada.

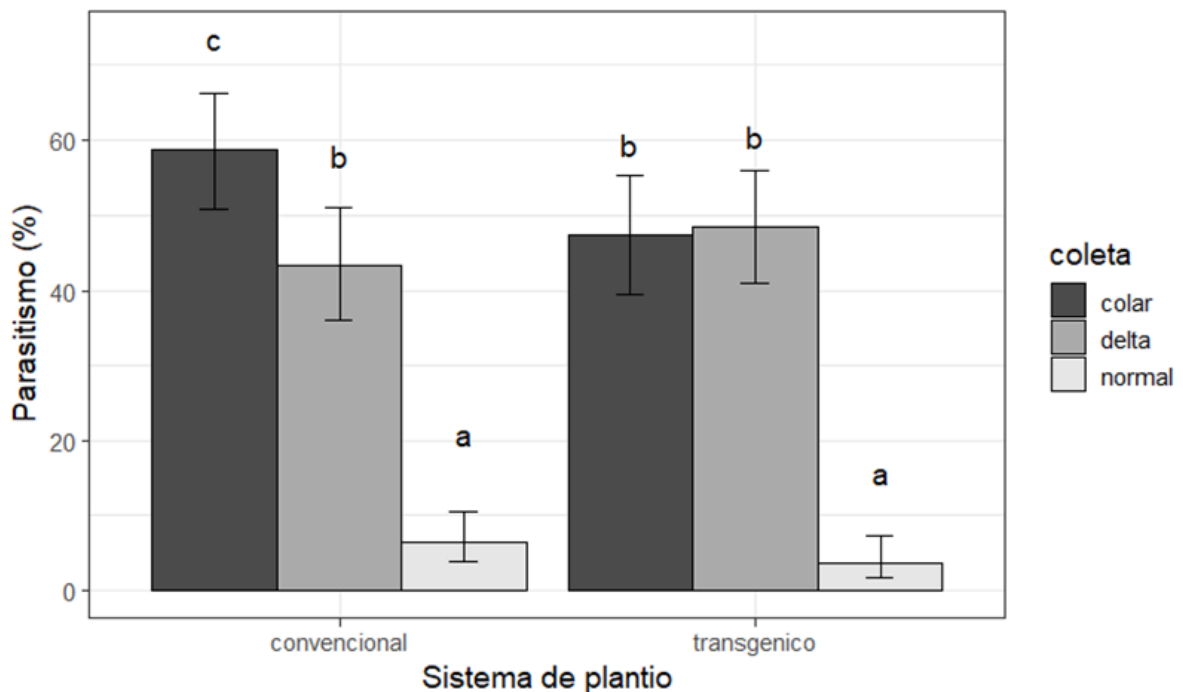
Todo processo foi repetido durante 5 semanas, se iniciando no dia 19 de abril, posteriormente no dia 26 de abril, 4 de maio, 10 de maio e finalizado no dia 17 de maio. Os parasitoides emergidos foram agrupados por método e por data, e acondicionados em solução de álcool 70% para triagem, tal processo foi feito por meio de observação de morfologia e uso de chaves de identificação de Corralero (2021). Para confirmação das espécies o material foi enviado para taxonomista do grupo e encontra-se em análise.

A taxa de parasitismo foi analisada via GLMM com distribuição binomial (pacote lme4), considerando sistema de cultivo, método de coleta e interação como efeitos fixos, e semana como efeito aleatório, após verificação de superdispersão. A força da interação hospedeiro-parasitoide foi calculada pelo pacote bipartite (Bersier et al., 2002), quantificando a importância relativa de cada parasitoide baseada na frequência e dependência das interações. Foi utilizado o software R®.

5 RESULTADOS E DISCUSSÃO

O método normal apresentou o menor parasitismo entre os métodos de coleta, 6,3% em sistema convencional e 3,5% em sistema transgênico, não havendo divergência estatística entre os sistemas. O método colar apresentou 57,5% de parasitismo no sistema convencional, o maior percentual de parasitismo e divergiu estatisticamente com o sistema transgênico que apresentou 46,0%. O método delta atingiu 42,2% e 48,5% nos sistemas convencional e transgênico respectivamente, não havendo diferença entre os mesmos (Figura 3). Esse maior parasitismo no tipo colar e delta pode ser explicado por uma maior exposição dos botões em campo e a preferência dos parasitoides por larvas em últimos instares, segundo Pires (2024), *Jaliscoa grandis* em criação artificial parasita preferencialmente larvas de 3º instar de *A. grandis*.

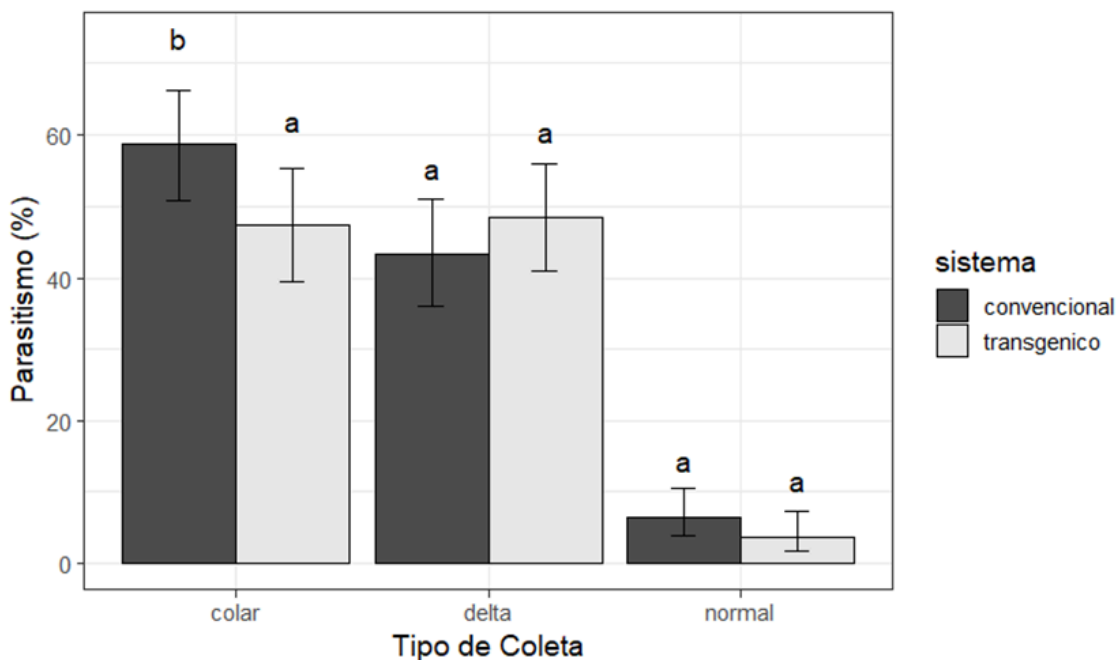
Figura 3 – Parasitismo (%) em três tipos de coleta (normal, colar e delta) em dois sistemas de cultivo de algodão (convencional e transgênico).



Letras diferentes indicam diferenças significativas entre os métodos de coleta dentro de cada sistema de cultivo (médias marginais estimadas, MMEs; $p < 0,05$).

Considerando-se os tipos de cultivo (convencional e transgênico), não foram verificadas diferenças significativas nas taxas de parasitismo nos métodos delta e normal, porém, o método colar apresentou uma redução significativa (Figura 4). Os resultados apresentam uma importante informação, uma vez que se deduz que o cultivo transgênico não afetou a colonização por parte dos principais parasitoides do bicudo-do-algodoeiro em dois tipos de obtenção. Quando avaliado o parasitismo do curuquerê-do-algodoeiro por parasitoides de ovos, Costa et al., (2011) não observaram diferenças entre cultivos convencionais e transgênicos. Isso também foi verificado na cultura do milho para parasitoides de ovos por Vargas et al., (2017) e no algodão em parasitoides de ninfas de mosca-branca por Mondacá et al., (2017).

Figura 4 – Parasitismo (%) em dois sistemas de cultivo de algodão (convencional e transgênico) em cada método de coleta (normal, colar e delta).



Letras diferentes indicam diferenças significativas entre os métodos de coleta dentro de cada sistema de cultivo (médias marginais estimadas, MMEs; $p < 0,05$).

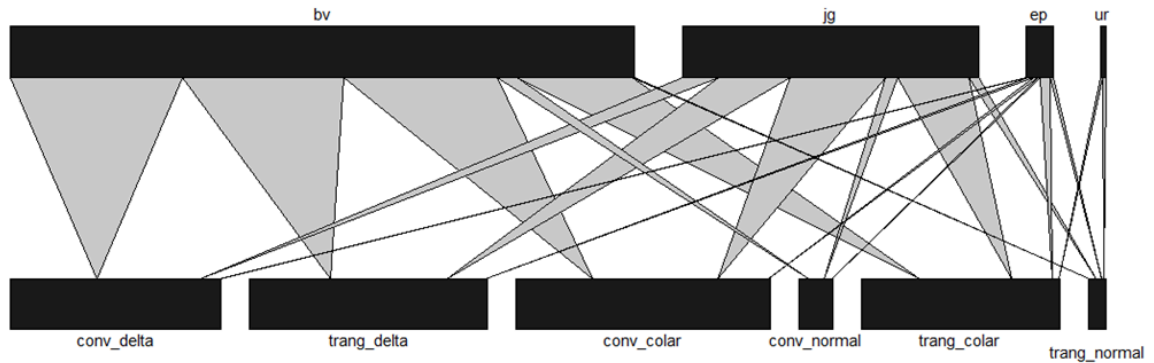
Em levantamentos em campo de comparação de diversidade e quantidade de inimigos naturais não-alvo, o milho geneticamente modificado apresentou ligeiramente maior presença desses insetos do que o milho não transgênico, demonstrando que o milho Bt não apresentou efeito contrário sobre essas populações (Aguirre et al., 2021). Ao analisar resultados de vários trabalhos que compararam o impacto das culturas Bt em predadores e parasitoides, Naranjo

(2014) e Meissle et al. (2022) encontraram efeitos indiretos, como redução na quantidade e diversidade de inimigos naturais, entretanto, as ramificações desses impactos não estão esclarecidas e no geral plantas Bt não apresentam efeitos adversos aos insetos não-alvo.

Nunes e Fernandes (2000) relataram um parasitismo 50% em método semelhante ao manual, e de 56,5% a 74% em botões coletados no chão, esse método semelhante difere dos resultados deste trabalho, onde o parasitismo foi inferior a 10%. Em área de algodão não transgênico Diniz et al. (2022) encontrou um parasitismo de 7,1% em botões coletados no chão e 26,4% em um método semelhante ao colar, Bonamin (2024) obteve parasitismo de 43,5% no método colar, de 26,8% no método delta, e de 0% em método parecido com o convencional valores inferiores ao deste trabalho que encontrou parasitismo de 57,5% e 46,0% no método colar e acima de 40% no método delta.

Foram encontradas 4 espécies de parasitoides de *A. grandis*. Essas foram identificadas como *Bracon* sp. (Figura 6A), *Jaliscoa* sp. (Figura 6B), *Eupelmus* sp. (Figura 6C) e *Urosigalphus* sp. (Figura 6D). Na figura 5 é possível observar a interação desses parasitoides com o tipo de coleta e o sistema, *Urosigalphus* sp. teve interação apenas com o método colar e normal, ambos transgênicos, Costa et al. (1995) encontraram esta espécie em seus 5 métodos de prospecção sendo bem mais recorrente do que neste trabalho, os demais parasitoides interagiram com todos os métodos, mas com intensidades diferentes. *Bracon* apresentou a maior interação, sendo menos intensa no método normal e mais intensa nos métodos colar e delta, tendo uma força de interação de aproximadamente 3,40 (Tabela 1).

Figura 5 – Rede bipartida representando a frequência das espécies de parasitoides obtidas utilizando três métodos de amostragem (Delta, Colar e Normal) em dois sistemas de cultivo: Transgênico (Trang) e Convencional (Conv).



Cada interação item–parasitoide é apresentada como uma linha cinza cuja espessura reflete a frequência de ocorrência do parasitoide dentro da rede (bv=*Bracon*; jg=*Jaliscoa*; ep=*Eupelmus*; ur=*Urosigalphus*).

Jaliscoa apresentou a segunda maior interação, sendo mais intensa com colar (convencional e transgênico) e delta transgênico, foi menos intensa com delta convencional e o normal de ambos sistemas, tendo uma força de interação de 2,13, esse parasitoide tem preferência em parasitar larvas em botões caídos no chão (Morales-Ramos et al., 1994), o que em parte pode explicar a baixa interação desta espécie com o método normal. *Eupelmus* teve interação de baixa intensidade com todos os tipos de coleta, a força de interação foi de aproximadamente 0,32. Pierozzi e Habib (1993) relataram *Eupelmus* como a espécie menos recorrente em seus levantamentos.

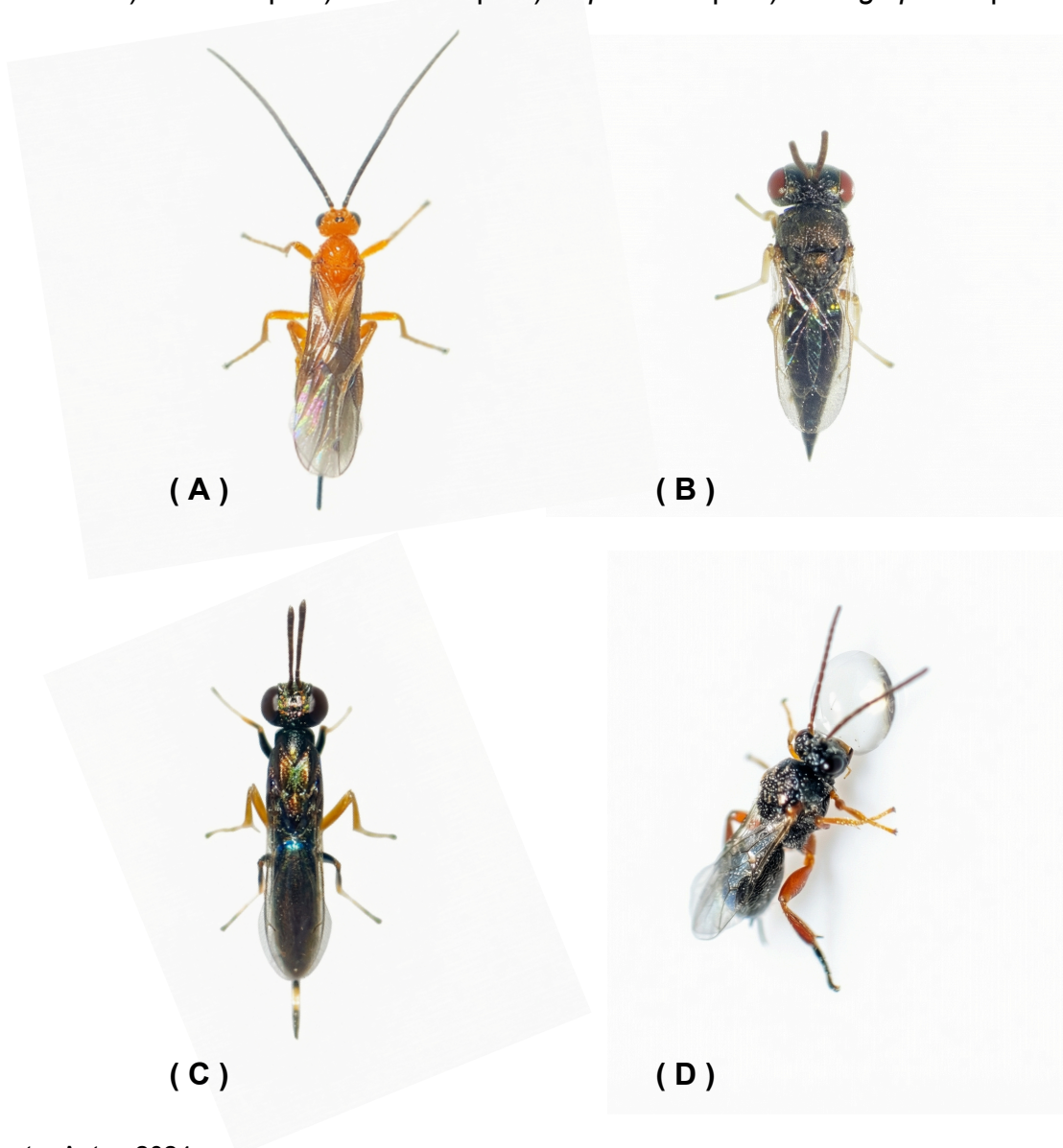
Tabela 1 – Força de interação das espécies de parasitoides na rede estudada, com base na frequência de indivíduos amostrados por meio de diferentes métodos de coleta nos sistemas de cultivo.

Parasitoide	Força de interação
<i>Bracon</i> sp.	3,40
<i>Jaliscoa</i> sp.	2,13
<i>Eupelmus</i> sp.	0,32
<i>Urosigalphus</i> sp.	0,16

Os levantamentos de parasitoides no Brasil identificou 13 espécies parasitando o bicudo (Wanderley e Ramalho, 1996), segundo Corralero (2021) *Bracon* foi encontrado em 8 trabalhos, *Jaliscoa* em 10, *Eupelmus* em 9 e *Urosigalphus* em 4, esses parasitoides são membros das famílias Braconidae, Pteromalidae, Eupelmidae e Braconidae respectivamente, outras famílias como Eurytomidae, Mymaridae, Ichneumonidae e Chalcididae citadas por Corralero (2021) não ocorreram nesse estudo.

Figura 6 - Exemplos de parasitoides do bicudo-do-algodoeiro encontrados.

A) *Bracon* sp. B) *Jaliscoa* sp. C) *Eupelmus* sp. D) *Urosigalphus* sp.



Fonte: Autor, 2024.

Somando as espécies dos dois cultivos obteve-se um total de 389 indivíduos sendo estes 255 *Bracon* sp. (quase $\frac{2}{3}$ do total), 121 *Jaliscoa* sp., 11 *Eupelmus* sp. e 2 *Urosigalphus* sp (Tabela 2). A proporção de *Jaliscoa* e *Bracon* foi de 97% , valor muito semelhante aos 95,8% obtido por Diniz et al. (2022). As quantidades e proporções de parasitoides deste estudo diferem de Bonamin (2024) que relatou 2 *Bracon*, 168 *Jaliscoa* e 2 *Eupelmus*.

Tabela 2 – Distribuição das espécies de parasitoides conforme o método de obtenção e cultivar.

Método	Cultivar	Espécies			
		<i>Bracon</i>	<i>Jaliscoa</i>	<i>Eupelmus</i>	<i>Urosigalphus</i>
Colar	conv.	63	39	2	0
Colar	trang.	47	29	4	1
Delta	conv.	70	15	1	0
Delta	trang.	66	29	2	0
Normal	conv.	8	5	1	0
Normal	trang.	1	4	1	1
Total		255	121	11	2

Conv. = convencional e trang.= transgênico.

Esse é primeiro trabalho que compara a diversidade de parasitoides de bicudo-do-algodoeiro em cultivar transgênica. Esses resultados trazem uma importante informação que pode contribuir com planejamento de estratégias de manejo desta praga importante mais efetivas e sustentáveis.

6 CONCLUSÕES

O algodão transgênico promoveu redução do parasitismo no método colar e não houve diferença nos demais métodos.

O tipo de coleta afeta de forma significativa a percepção do parasitismo, os métodos colar e delta permitem uma maior obtenção de parasitoides.

Existe uma variação nas interações dos parasitoides em função dos métodos de prospecção utilizados.

Os gêneros *Bracon* e *Jaliscoa* foram os mais frequentes, representando 97% do total de parasitoides.

7 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ABRAPA. **Associação Brasileira dos Produtores de Algodão**, 2023. Disponível em: <https://www.abrapa.com.br/Paginas/default.aspx>. Acesso em: 18 de maio de 2023.

AGUIRRE, L. A.; JUÁREZ, A. H.; CERNA, E.; FLORES, M.; FRÍAS, G. A.; OCHOA, Y. M. "Diversidade, Abundância e Efeito do Milho Geneticamente Modificado em Predadores Não-alvo em Sinaloa, México," **Journal of Entomological Science** 56(4), 541-555, (15 de setembro de 2021).

AMIPA. Brasil bate recorde de exportações no ano comercial 2024/2025 e se consolida como maior exportador mundial de algodão. **Associação Mineira dos Produtores de Algodão**, 2025. Disponível em: <https://amipa.com.br/noticias/brasil-bate-recorde-de-exportacoes-no-ano-comercial-2024-2025-e-se-consolida-como-maior-exportador-mundial-de-algodao/#:~:text=Segundo%20o%20documento%2C%20entre%20agosto,janeiro%20e%20junho%20de%202025>. Acesso em: 11 de novembro de 2025.

ARAÚJO, L. H. A.; BRAGA SOBRINHO, R.; QUEIROZ, M. F. Aspectos biológicos de adultos de um parasitóide do bicudo do algodoeiro. **Scientia Agricola**, v. 56, p. 765-768, 1999.

AZAMBUJA, R.; DEGRANDE, P. E. Trinta anos do bicudo-do-algodoeiro no Brasil. **Arquivos do Instituto Biológico**, v. 81, n. 4, p. 377-410, 2014.

BASTOS, C. S.; TORRES, J. B. Controle Biológico como Opção no Manejo de Pragas do Algodoeiro. **Circular técnica - Embrapa**, [s. l.], v. 72, p. 1–29, 2003.

BASTOS, C. S.; TORRES, J. B. Controle biológico e o manejo de pragas do algodoeiro. **Circular Técnica - Embrapa**, v. 72, 2005.

BERSIER, L. F.; BANAŠEK-RICHTER, C.; CATTIN, M. F. (2002). Quantitative descriptors of food-web matrices. **Ecology**, 83(9), 2394–2407.

BEZERRA, C. W. F.; DA SILVA L. G.; GOMES G. A. P.; DA SILVA C. S. B. 2025. Registros inéditos de louva-a-deus predando adultos do bicudo-do-algodoeiro: novos aliados no manejo biológico da praga? **XX Encontro de Produção Científica da Embrapa Algodão**, Campina Grande,- PB, 2025 p. 39.

BONAMIN, F. P. P. **Desenvolvimento de *Anthonomus grandis* Boheman, 1843 (Coleoptera: Curculionidae) em dietas natural e artificiais, em diferentes temperaturas, visando avaliar adequabilidade da dieta artificial para programas de controle biológico e seu zoneamento no Brasil**. 2024. Tese de Doutorado. Universidade de São Paulo.

CAMPANHOLA, C. et al. Levantamento de adultos de bicudo (*Anthonomus grandis* Boheman, 1843) durante a safra 83/84, em alguns municípios do Estado de São Paulo. In: **Congresso Brasileiro de Entomologia**. Londrina: **SEB**, 1984. p. 92.

CATE, J.; KRAUTER, P.; GODFREY, K. 1990. Pests of cotton, pp. 17–29. In **Class. Biological Control South**. United States. Habeck, Lanham, MD.

COMEX STAT. Exportação de algodão em bruto. **ComexStat**. Disponível em: <https://comexstat.mdic.gov.br/pt/comex-vis>. Acesso em: 30 de Maio de 2020.

CONAB (Companhia Nacional de Abastecimento). **Acompanhamento da safra brasileira, grãos. Observatório Agrícola**. v. 7, n. 8. Maio de 2020.

CONFALONIERI, V. A. et al. Origin and dispersal of the cotton boll weevil (Coleoptera: Curculionidae) in South America: a mtDNA Phylogeographic study. In: **Congresso Brasileiro de Entomologia. Foz do Iguaçu: SEB**, 2000. p. 567.

CORRALERO, P. K. **Taxonomia das espécies de vespas parasitoides (Hymenoptera) do bicudo-do-algodoeiro, Anthonomus grandis Boheman (Coleoptera: Curculionidae) do Brasil. Dissertação (Mestrado em Biologia Animal)** - Universidade Federal do Espírito Santo, Centro de Ciências Humanas e Naturais, 2021.

COSTA, L. L.; MARTINS, B. C.; FUNICHELLO, M.; BUSOLI, A. C. Dinâmica populacional de ovos e lagartas e parasitismo de ovos de curuquerê-do-algodoeiro por *Trichogramma pretiosum* em cultivares convencionais e transgênicas de algodoeiro. **Bioscience Journal**, v. 27, n. 6, p. 939-947, 2011.

COSTA, V. A.; MOURA, A. C.; RAMIRO, Z. A. 1995. Resultados preliminares da incidência de parasitoides de *Anthonomus grandis* em função do seu desenvolvimento larval e localização dos botões florais. In: **Congresso Brasileiro De Entomologia, 15., Caxambu, Anais**. Caxambu, Sociedade Entomológica do Brasil, p.370.

COUTINHO, J. L. B.; CAVALCANTI, V. A. L. B. Utilização do fungo *Beauveria bassiana* no controle biológico do bicudo do algodoeiro em Pernambuco. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, p. 455-461, 1988.

CROSS, W. H.; CHESNUT, T. L. Arthropod parasites of the boll weevil, *Anthonomus grandis*: 1. An annotated list. **Annals of the Entomological Society of America**, v. 64, n. 2, p. 516-527, 1971.

DEGRANDE, P. E. Ameaça do bicudo exige organização e empenho de todos. **Visão agrícola**, n. 6, p. 55-58, 2006.

DEGRANDE, P. E. et al. Goiás contra o bicudo–Fase II. **Cultivar Grandes Culturas**, n. 55, 2003.

DEGRANDE, P. E. et al. Programa nacional contra o bicudo. **Cultivar Grandes Culturas**, n. 68, 2004.

DEGRANDE, P. E. et al. Suscetibilidade de genótipos de algodoeiro ao bicudo. **Arquivo Instituto Biológico São Paulo**, v. 69, n. 4, p. 83-86, 2002.

DINIZ, A. J. F.; PEREIRA, F. P.; NASCIMENTO, P. A. G.; SHIMBORI, E. M.; COSTA, V. A.; PARRA, J. R. P. 2022. Prospecção de parasitoides do bicudo-do-algodoeiro

(*Anthonomus grandis*). In: **Anais do XXVIII Congresso Brasileiro de Entomologia**. Fortaleza - CE, Sociedade Entomológica do Brasil, p.440.

FERREIRA, B. N. et al. Cadeia produtiva do algodão no Brasil. **Pesquisa, Sociedade e Desenvolvimento**, v. 11, n. 10, pág. e298111031730-e298111031730, 2022.

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

JOHNSON, W. L.; CROSS, W. H.; MCGOVERN, W. L.; MITCHELL, H. C. 1973. Biology of *Heterolaccus grandis* in a laboratory culture and its potential as an introduced parasite of the boll weevil in the United States. **Environmental Entomology**. 2: 112–118.

JÚNIOR, W. S. E.; JÚNIOR, J. S. Z.; ZANUNCIO, J. C. Controle biológico de artrópodes pragas do algodoeiro com predadores e parasitóides. **Revista Brasileira de oleaginosas e fibrosas**, v. 10, n. 3, 2006.

GRIGOLLI, J. F. J. et al. Within plant distribution of *Anthonomus grandis* (Coleoptera: Curculionidae) feeding and oviposition damages in cotton cultivars. **Ciência e Agrotecnologia**, v. 37, p. 78– 84, 2013.

MARQUESINI, C.; MAGGIO, D.; GUEDES, R.; CORRÊA, A. (2021). Brazilian invasion and dispersion routes of the cotton boll weevil. **Journal of Applied Entomology**, 146, 352 - 358.

MEISSLE, M.; NARANJO, S. E.; ROMEIS, J. Does the growing of Bt maize change abundance or ecological function of non-target animals compared to the growing of non-GM maize? A systematic review. **Environmental evidence**, v. 11, n. 1, p. 21, 2022.

MONDACÁ, E. C.; MÁRQUEZ, J. P.; ESCOBOZA, F. A. V. Parasitoides de mosca blanca en tres fechas de siembra de algodónero transgénico y convencional en Sinaloa. **Revista mexicana de ciencias agrícolas**, v. 8, n. 6, p. 1441-1448, 2017.

MORALES-RAMOS, J. A.; ROJAS, M. G.; ROBERSON, J.; JONES, R.; KING, E. G.; SUMMY, K.; BRAZZEL, J. 1994. Suppression of boll weevil first generation by augmentative releases of *Catolaccus grandis* in Aliceville, Alabama. In: **Proceedings, Beltwide Cotton Conferences**. 1994. p. 958-964.

NARANJO, S. E. Effects of GE crops on non-target organisms. In: **Plant biotechnology: Experience and future prospects**. Cham: Springer International Publishing, 2021. p. 127-144.

NUNES, J. C. S.; FERNANDES, P. M. Parasitismo do bicudo do algodoeiro (*Anthonomus grandis*) em botões florais do algodoeiro, no município de Goiânia-GO. **Pesquisa Agropecuária Tropical**, p. 13-15, 2000.

PARRA, J. R. P.; PINTO, A. S.; NAVA, D. E.; OLIVEIRA, R. C.; DINIZ, A. J. F. Conceitos e evolução do controle biológico. In: **Controle Biológico com Parasitoides e Predadores na Agricultura Brasileira**. p.17–38, 2021. Piracicaba: FEALQ.

PAULA, D. P. et al. Reproductive dormancy in boll-weevil from populations of the midwest of Brazil. **Journal of Economic Entomology**, v. 106, n. 1, p. 86-96, 2013.

PETRUCCI, F. **Algodão transgênico na agricultura: Benefícios e controvérsias**. Trabalho de conclusão de curso–Instituto de Economia da Universidade Estadual de Campinas, 2011.

PIEROZZI JR., I.; HABIB, M. E. M. Aspectos biológicos e de comportamento dos principais parasitos de *Anthonomus grandis* Boh.(Coleoptera: Curculionidae), em Campinas, SP. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, v. 22, n. 2, p. 317-323, 1993.

PIEROZZI JR., I.; HABIB, M. E .M. Primeiro registro de parasitismo em adultos de *Anthonomus grandis* Boh. (Coleoptera, Curculionidae) por *Hyalomyodes brasiliensis* Tow. (Diptera: Tachinidae). In: **Congresso Brasileiro de Entomologia**, 10., 1986, Rio de Janeiro, RJ. Resumos Londrina: SEB, 1986. p.241.

PIRES, M. **Bases biológicas de *Jaliscoa grandis* Burks, 1954 (Hymenoptera: Pteromalidae) e seu hospedeiro alternativo *Callosobruchus maculatus* Fabr., 1792 (Coleoptera: Chrysomelidae) para controle do bicudo-do-algodoeiro**. 2024. Dissertação (Mestrado em Entomologia) - Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz, Universidade de São Paulo, Piracicaba, 2024.

RAMALHO, F., GONZAGA, J., SILVA, J. 1993. Método para determinação das causas da mortalidade natural do bicudo-do-algodoeiro. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**. 28: 877– 887.

RAMALHO, F.; WANDERLEY, P.; MEZZOMO, J. 1998. Influência da temperatura na fecundidade e ataque de *Catolaccus grandis* (Burks) (Hymenoptera: Pteromalidae), parasitoide do bicudo-do-algodoeiro, *Anthonomus grandis* Bohemen (Coleoptera: Curculionidae). **Revista Brasileira de Entomologia**. 42: 285–293.

ROMANO, D. **Ocorrência de pragas na cultura do algodão transgênico (bt) e convencional**. 2012. 65 f. Tese (Mestrado em Agronomia) – Faculdade de Engenharia de Ilha Solteira, Universidade Estadual Paulista, Ilha Solteira, 2012.

SANTOS, R. C.; MONNERAT, R. G.; SÁ, M. F. G.; CORDEIRO, C. M. T.; GOMES, A. C.; GANDER, E. S. Cholesterol oxidase interferes on emergence and viability of cotton boll weevil larvae. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, 37(11), p. 1525-1530, 2002.

SENIOR. Beneficiamento de grãos: como a tecnologia gera eficiência?. **Senior blog**, 2025. Disponível em: <https://www.senior.com.br/blog/beneficiamento-de-algodao-tecnologia-eficiencia>. Acesso em: 11 de novembro de 2025.

SILVA. G. V. Efeito de plantas Bt de soja e milho sobre pragas não-alvo e seus inimigos naturais. Dissertação. **Universidade Federal do Paraná**. 97 p. 2013.

SILVIE, P. J.; THOMAZONI, D.; SORIA, M. F.; SARAN, P. E.; BÉLOT, J. L. **Pragas e seus danos em algodão**. Primavera do Leste, MT, 2013. 184 p. (IMAmt Boletim de identificação n°1).

SOBRAL JUNIOR, A. R. **Revisão: controle biológico de *Euschistus heros* (Hemiptera: Pentatomidae) na cultura da soja no Brasil**. 2024. 55 p. Trabalho de conclusão de curso - Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Jaboticabal - Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal, 2012.

SUMMY, K., MORALES-RAMOS, J., KING, E. G. 1995. Supression of boll weevil infestations on South Texas cotton by aummentation releases of the exotic parasite *Catolaccus grandis* (Hymenoptera: Pteromalidae). **Biological Control**. 5: 523–529.

USDA (United States Department of Agriculture). World Agricultural Production. **Foreign Agricultural Service**, Circular Series WAP 5-20. Maio de 2020.

VARGAS, C.C.; MORAIS, R. M.; REDAELLI, L. R. Infestação de milho crioulo, convencional e transgênico pela lagarta-do-cartucho e pela lagarta-da-espiga e parasitismo de ovos. **Revista Brasileira de Milho e Sorgo**, v.16, n.3, p. 351-360, 2017

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