

Eficiência e falha de controle: bicudo-do-algodoeiro e o uso do inseticida por Beta-ciflutrina na Serra da Petrovina-MT.

Sharrine Omari Domingues de Oliveira Marra¹, Poliany da Mata Amorim², Cristina Schetino Bastos³, Raul Narciso Carvalho Guedes⁴, Lucia Madalena Vivan⁵, Pedro Henrique Alves Marra⁶, Renata Fernandes⁷, Antônio Tavares de Souza Neto⁸.

Resumo: O bicudo-do-algodoeiro (*Anthonomus grandis grandis*), por apresentar grande capacidade de danos às inflorescências, botões e maçãs do algodão, apresenta-se como uma das mais importantes pragas da cotonicultura brasileira. Como o método mais utilizado para o controle desta praga é o controle químico, principalmente os inseticidas do grupo químico piretróide e organofosforados, o surgimento de populações resistentes é uma questão que deixa os produtores em alerta tornando esse fator uma questão a ser levada sempre em consideração. Assim, este trabalho objetivou avaliar a eficiência e a porcentagem de risco de controle do bicudo ao inseticida com o princípio ativo piretróide (beta-ciflutrina) em populações coletadas no Município da Serra da Petrovina- MT. Os dados obtidos incidiram 100% de eficiência e 0% de risco de falha de controle comprovando que, por mais que estes já citados a cima sejam utilizados com frequência a campo, nessa área avaliada não se teve registros de populações resistentes.

Palavras-chave: *Anthonomus grandis*; Eficácia; Resistência; Piretróide.

Abstract: The cotton boll weevil (*Anthonomus grandis grandis*), because it presents great damage capacity to the reproductive structures of cotton, presents itself as one of the most important plagues of the Brazilian cotton culture. Thus, this work aimed to evaluate the efficiency and percentage of control risk of insect bite (beta-cyfluthrin) in populations collected in the Municipality of Serra da Petrovina-MT.

Keywords: *Anthonomus grandis*; Efficiency; Resistance; Pyrethroid.

¹Parte da tese de doutorado do primeiro autor, financiada pela FUNARBE. E-mail: sharrine.oliveira@hotmail.com.

²Estudante de graduação na Universidade de Cuiabá, Campus Ary Coelho – Rondonópolis-MT. E-mail: poliany.m.amorim@gmail.com.

³Professora adjunta do Departamento de Agronomia da Universidade de Brasília – UnB. E-mail: cschetino@gmail.com.

⁴Professor do Departamento de Entomologia da Universidade Federal de Viçosa – UFV. E-mail: guedes@ufv.br.

⁵Doutora em Entomologia – Fundação Mato Grosso, FMT. E-mail: luciavivan@fundacaomt.com.br.

⁶Engenheiro agrônomo - AgroMarra – Rondonópolis-MT. E-mail: pedro.agromarra@gmail.com.

⁷Mestre em entomologia- Universidade Federal de Viçosa-UFV. E-mail: renata.defernades@gmail.com.

⁸Estudante de graduação na Universidade de Cuiabá, Campus Ary Coelho – Rondonópolis-MT. E-mail: netootavares@icloud.com

Introdução

O cultivo do algodoeiro (*Gossypium hirsutum* L.), no cerrado brasileiro enfrenta grandes problemas fitossanitários, tanto de pragas como de doenças e nematóides (BELOT, 2015). Dentre as principais pragas que atacam o algodoeiro, o bicudo-do-algodoeiro *Anthonomus grandis grandis* (Coleoptera:Curculionidae) ainda é considerada como uma das mais difíceis de serem controladas (BELOT, 2015). Esta praga é um besouro que mede 6 mm, em média. De acordo com (TOMQUELSKI; MARTINS, 2008), a coloração varia conforme a idade e alimentação do inseto, variando de marrom avermelhado a marrom escuro; o inseto possui um rostro (bico alongado) escuro, medindo cerca de metade do tamanho do resto do seu corpo, cuja extremidade apical estão presentes as peças bucais (GRAVENA, 2001; BUSOLI; MICHELLOTO, 2005; TOMQUELSKI; MARTINS, 2008; SILVA, 2012). As larvas apresentam três ínstaes, os quais duram em média, dois e quatro dias, respectivamente (LLOYD, 1986). Nesta fase, permanecem dentro do botão floral, usando a estrutura como fonte de alimento e hábitat de proteção até que o desenvolvimento seja concluído (DIAS et al., 2004). Segundo (PAPA; CELOTO, 2015) por permanecerem protegidas durante todo o estágio larval, apenas os adultos ficam expostos ao inseticida, dificultando ainda mais o seu controle. Devido apresentar alta capacidade reprodutiva, o controle desta praga torna-se ainda mais complexa, dependente de inseticidas químicos de amplo espectro de ação e restritos grupos químicos, como piretróides e organofosforados (SANTOS, 2002; PAPA; CELOTO, 2015; OLIVEIRA-MARRA et al., 2019). Os inseticidas do grupo piretróide vêm sendo utilizados para o controle do bicudo desde o aumento de sua incidência nas áreas de lavouras brasileiras, sem rotação. Devido a constante presença deste inseticida nas lavouras, assim como desta praga, leva a crer na possibilidade de desenvolvimento de populações resistentes (PAPA; CELOTO, 2015). A intensidade de ataque e a ocorrência de pragas têm aumentado e dificultado o controle; a solução está calcada quase que exclusivamente no controle químico. As pragas podem desenvolver resistência aos inseticidas, dificultando o controle (PAPA; CELOTO, 2015). Assim, este trabalho teve como objetivo avaliar a eficiência e o risco de falha do inseticida beta-ciflutrina (piretróide), em uma população coletada no Município da Serra da Petrovina-MT.

Materiais e métodos

Em Abril de 2017, foram coletadas as estruturas reprodutivas do algodoeiro com indicativo de oviposição foram coletadas área comercial (16°49'13.08"S 54°5'43.08"W) em área experimental no Município da Serra da Petrovina-MT. A metodologia utilizada foi a de resíduo seco de inseticida impregnado em vidro (i.e., bioensaio de contato), contendo 1mL da solução (KANGA; PLAPP, 1992; KANGA et al., 1995; YUAN; CHAMBERS, 1996. 1998). O inseticida utilizado foi utilizado um beta-ciflutrina na dose máxima de campo (100 mL/100 L.ha⁻¹). O delineamento utilizado foi inteiramente casualizado, com três repetições com 20 insetos cada para cada população, sendo cada repetição constituída por uma placa de Petri de vidro transparente (15x90 mm), cujas paredes internas foram revestidas com inseticidas aplicados utilizando água destilada como solvente e esperando secagem natural. A parte superior da placa de Petri foi pincelada com talco inodoro, evitando o escape dos indivíduos. Um tratamento controle, sem uso de inseticidas (apenas água destilada), foi utilizado para a avaliação da mortalidade natural. Os indivíduos foram avaliados diariamente e os dados de mortalidade total, ao final do período de exposição, constituem-se medidas diretas de eficácia (% eficiência de controle), e foram, então, revertidos em estimativa de risco de falha de

controle (UNTERSTENHÖFER et al., 1976, FFRENCH-CONSTANT; ROUSH, 1990; ROBERTSON; PREISLER, 1992). Os resultados dos bioensaios de toxicidade do tipo tempo-mortalidade foram submetidos a análises de sobrevivência utilizando-se modelo adequado para esta finalidade (p.ex., Kaplan-Meier) (ALLISON 1995; KLEINBAUM; KLEIN, 2005; ROBERTSON et al.;... 2007; SAS INSTITUTE, 2009). A representação gráfica da estimativa de Kaplan-Meier, para a função de sobrevivência, permite ter uma ideia do comportamento das curvas de sobrevivência, nos respectivos grupos (CARVALHO; ANDREOZZI; CODEÇO; BARBOSA; SHIMUKURA, 2005). Estimativas de TL_{50} foram obtidas através deste modelo para cada amostra de insetos sob investigação. Os resultados de eficiência foram submetidos ao teste de Z ($P < 0.05$; Roush & Miller 1986), comparando-os a eficiência mínima requerida para registro de inseticidas convencionais pelo Ministério da Agricultura (i.e., 80%; MAPA 1995).

A estimativa de risco de falha de controle foi obtida de acordo com a equação 1.

$$\text{Falha de controle (\%)} = \left(\frac{(\text{mortalidade observada} - \text{mortalidade esperada (i.e., 80\%)})}{\text{mortalidade esperada}} \right) \times 100$$

Equação 1

Resultados e discussão

O inseticida Bulldock apresentou elevada eficiência, com 100% de mortalidade dos indivíduos testados (Teste Wilcoxon, ($p < 0,0001$)) e a estimativa de risco de falha de controle foi <0 , o que indica 0% de risco de falha de controle, em ambas populações. Não houve diferença estatística entre o tempo letal médio ($p < 0,001$), sendo de 45 minutos. O tratamento testemunha apresentou TL_{50} de $168 \pm 7,6$ horas ($p < 0,001$), assim como mostra a (Figura 1). Dessa forma, não há indicativo de desenvolvimento de populações resistentes nesta localidade, apesar do uso intensivo de piretróides na região. Os resultados obtidos neste trabalho confirmam os resultados de (RAMALHO; JESUS, 1986; SOARES et al., 1994; BELLETTINI et al., 2010). Estes autores trabalharam em testes de eficiência com organofosforados e piretróides e obtiveram eficiência superior a 80% sobre o bicudo do algodoeiro. (BARROS; NETO, 2016) também avaliaram os inseticidas testados neste trabalho em populações provenientes de Primavera do Leste e Serra da Petrovina, no Mato Grosso. Foi observado 100% de mortalidade quando o inseto foi exposto ao organofosforado malation. Contudo, os inseticidas zeta-cipermetrina e beta-ciflutrina apresentaram mortalidade de 55% e 60%, respectivamente.

Figura 1. Gráfico da curva de sobrevivência de *Anthonomus grandis grandis* exposto ao inseticida beta-ciflutria e testemunha.

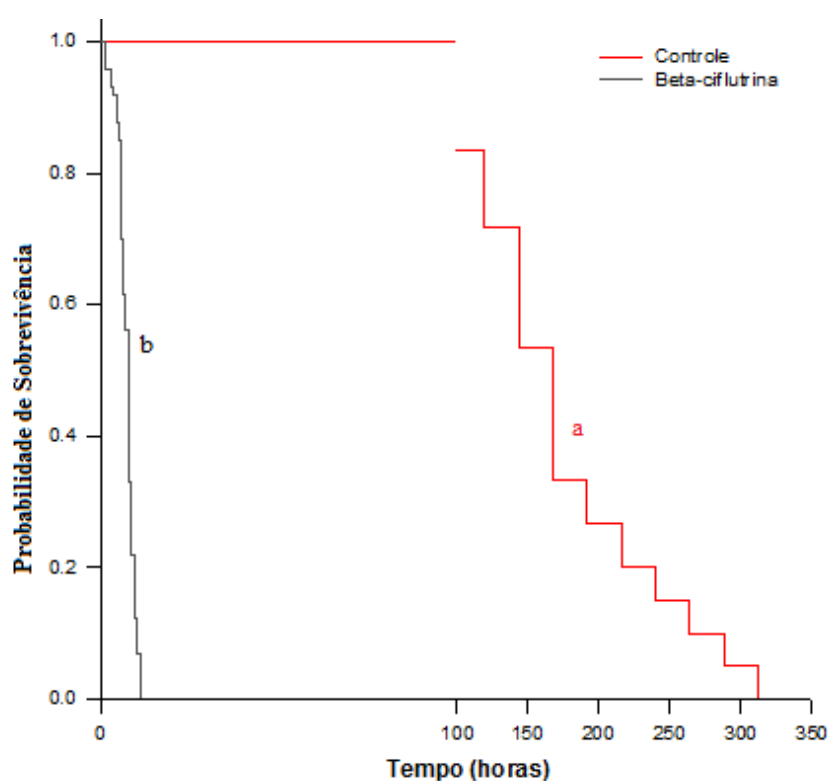


Figura 1. Curva de sobrevivência indicando a probabilidade de sobrevivência de acordo com o tempo de insetos adultos de *Anthonomus grandis grandis* exposto ao inseticida beta-ciflutrina, em preto, e testemunha em vermelho.

Conclusão

O inseticida com o princípio ativo piretróide demonstrou, embora utilizado por inúmeros produtores, ser um produto eficiente no controle do *Anthonomus grandis grandis*. Ainda assim, visando retardar o surgimento de populações resistentes, é imprescindível a rotação de inseticidas com diferentes modos de ação.

Agradecimentos

FUNARB.

Referencias Bibliográficas

ALLISON PD., (1995) Survival analysis using SAS: a practical guide. SAS, Cary, NC, EUA

BARROS, E.M.; NETTO, J.C., 2016. Mortalidade do bicudo-do-algodoeiro após contato em resíduo seco de diferentes inseticidas utilizados na cultura do algodoeiro – Safra 2015/2016. Circular técnica – Ima-MT, nº27

BELLETTINI, S.; BELLETTINI, N.M.T.; WEBER, L.F.; FERNANDES, C.M.; CARNAÚBA, G.A.; COREIA, D.M.C., 2010. Inseticidas no controle do bicudo do algodoeiro *Anthonomus grandis* Boheman, 1843. Congresso brasileiro de Algodão.

BELOT, J. L. **O bicudo-do-algodoeiro (*Anthonomus grandis* BOH., 1843) nos cerrados brasileiros: Biologia e medidas de controle.** Instituto Mato-grossense do algodão. Boletim técnico de pesquisa nº 2, 2015. p. 9.

BLEICHER, E.; JESUS, F.M.M. De; ALMEIDA, T.H.M., 1990. Deltamethrin no controle do bicudo-do-algodoeiro. Pesquisa Agropecuária Brasileira, Brasília. 25(2), 185-189.

BUSOLI, A. C.; MICHEOTTO, M. D. Comportamento do bicudo: fechando o cerco. **Cultivar Grandes Culturas**, Pelotas, n.72, p.18-22, 2005.

CARVALHO, M.; ANDREOZZI, V.; CODEÇO, C.; BARBOSA, MT.; SHIMUKURA, S.; Análise sobrevida. Teoria e Aplicações em Saúde. Rio de Janeiro: Editora Fiocruz; 2005.

DIAS, S.C.; SILVA, M.C.M.; OLIVEIRA NETO, O.B.; MAGALHÃES, C.P.; TEIXEIRA, F.R.; FRANCO, O.L.; FILGUEIRA, E.L.Z.; LAUMANN, R.A.; MELLO, F.; SÁ, M.F.G. Functional expression of A a-amylase/trypsin inhibitor domain from rye and its potential use in the control of cotton boll weevil (*Anthonomus grandis*). In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA, 20., 2004, Gramado, RS. Resumos. Gramado: SEB, 2004. p.261.

FFRENCH-CONSTANT RH, ROUSH RT (1990) Resistancedetectionanddocumentation: therelative roles ofpesticidalandbiochemicalassays. In: Roush RT, Tabashinik BE (eds) **Pesticideresistance in arthropods**. Chapman and Hall, New York, pp. 5-38.

GRAVENA, S. Quem é esse al de bicudo. **Cultivar Granes Culturas**, Pelotas, n.25, p.42-44, 2001.

KANGA LHB, PLAPP FW JR, WALL ML, KARNER MA, HUFFMAN RL, FUCHS TW, ELZEN GW, MARTINEZ-CARRILLO JL (1995) Monitoringtoleranceto insecticides in bollweevilpopulations (Coleoptera: Curculionidae) from Texas, Arkansas, Oklahoma, Mississippi, andMexico. **J EconEntomol** 88: 198-204.

KANGA LHB, PLAPP FW JR (1992) Developmentof a glassvialtechnique for monitoringresistancetoorganophosphateandcarbamateinsecticides in the tobaccobudwormandthe bollweevil. In: ProceedingsoftheBeltwideCottoProductionandResearchConferences, NationalCottonCouncil, Memphis, TN, EUA, vol. 2, pp 731-734.

KLEINBAUM, DG.; KLEIN, M.; 2005. Survival analysis, 2a ed. Springer, New York.

LLOYD, E. P Ecologia do bicudo-do-algodoeiro. p. 135- 144. In BARBOSA. S.; LUKEFAHR, M. J.; BRAGA SOBRIHO, R. **O bticudo do algodoeiro**. EMBRAPA: Brasília, 1986, 314p.

PAPA, G.; CELOTO, F. J. Controle químico do bicudo-do-algodoeiro, *Anthonomus grandis*, Boheman (Coleoptera: Curculionidae). **O bicudo-do-algodoeiro (*Anthonomus grandis* BOH., 1843) nos cerrado brasileiros: Biologia e medidas de controle.**(cidade), n. 2, c. 5.3, p., 2015.

RAMALHO, F. S.; JESUS, F. M. M.; BLEICHER, E., 1986. Himenópteros parasitos do bicudo-do-algodoeiro, *Anthonomus grandis* Boheman. In: Reunião nacional do algodão, 4. Resumos. Embrapa-CNPA, p. 97.

Robertson JL, Russell RM, Preisler HK, Savin NE (2007) Bioassays with arthropods, 2a ed. CRC, Boca Raton, FL, EUA.

ROBERTSON, J.L.; PREISLER, H.K.; 1992; **Pesticide bioassays with arthropods**. CRC, Boca Raton, FL, EUA.

SAS Institute. 2009. **SAS/STAT user's guide**. SAS Institute, Cary, NC.

SILVA, C. A. Supressão do bicudo em algodoeiro. **Cultivar Grandes Culturas**, Pelotas, n.154, p.8-9, 2012.

SANTOS, W. J. Bicudo e brocas no algodão. **Cultivar Grandes Culturas**, Pelotas, n. 36, p.12-16, 2002.

SOARES, J.J.; BUSOLI, A.C.; YAMAMOTO, P.T.; BRAGA SOBRINHO, R., 1994. Efeito de práticas culturais de pós-colheita sobre populações do bicudo-do-algodoeiro, *Anthonomus grandis* Boheman, 1843. Pesquisa Agropecuária Brasileira, Brasília. 29(3), 375-379.

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

UNTERSTENHÖFER G, KREMER FW, KLOSE A (1976) The basic principles of crop protection field trials. **Pflanzenschutz-nachrichten Bayer** 29: 83-180.

YUAN J, CHAMBERS HW (1996) Toxicology and biochemistry of two aliesterase inhibitors as synergists of four organophosphorus insecticides in boll weevils (Coleoptera: Curculionidae). **Pestic Biochem Physiol** 54: 210-219.

YUAN J, CHAMBERS HW (1998) Evaluation of the role of boll weevil aliesterases in noncatalytic detoxication of four organophosphorus insecticides. **Pestic Biochem Physiol** 61: 135-143.