

Efeito em Curto-Prazo de Produtos Botânicos sobre *Spodoptera frugiperda* (Smith)
(Lep., Noctuidae) e Inimigos Naturais⁽¹⁾

Wagner de Souza Tavares⁽²⁾, Felipe Galuppo Fonseca⁽³⁾, Fernando Petacci^(4,*), Silva Souza de Freitas⁽⁴⁾ e Ivan Cruz⁽⁵⁾

⁽²⁾Engenheiro Agrônomo, Fundação de Apoio à Pesquisa e ao Desenvolvimento – FAPED, CEP 35700-039, Sete Lagoas, Minas Gerais, Brasil. E-mail: wagnermaias@yahoo.com.br

⁽³⁾Graduando em Agronomia, Universidade Federal dos Vales do Jequitinhonha e Mucuri – UFVJM, CEP 39100-000, Diamantina, Minas Gerais, Brasil. E-mail: galuppo_@hotmail.com

⁽⁴⁾Professores, Doutores, Universidade Federal de Goiás – UFG, CEP 75704-020, Catalão, Goiás, Brasil. E-mail: petacci_f@hotmail.com * autor para correspondência; e-mail: sil-freitas@hotmail.com

⁽⁵⁾Pesquisador, Doutor, Embrapa Milho e Sorgo, Rodovia MG 424, Km 65, Caixa Postal 151, CEP 35701-970, Sete Lagoas, Minas Gerais, Brasil. E-mail: ivancruz@cnpmc.embrapa.br

RESUMO – O objetivo foi avaliar o efeito inseticida dos extratos etanólicos de 12 Asteraceae sobre ovos de *Spodoptera frugiperda* (Smith) (Lep., Noctuidae) e seus parasitóides *Trichogramma pretiosum* (Riley) (Hym., Trichogrammatidae) e *Telenomus remus* (Nixon) (Hym., Scelionidae), parasitando ovos de *Anagasta kuehniella* (Zeller) (Lep., Pyralidae) e de *S. frugiperda*, respectivamente. As plantas utilizadas foram *Chromolaena chaseae*, *Lychnophora ericoides*, *Mikania nummularia*, *Lepidaploa rufogrisea*, *Lepidaploa lilacina*, *Trixis glutinosa*, *Trichogonia villosa*, *Vernonia holosenicea*, *Lychnophora* sp., *Ageratum fastigiatum*, *Lychnophora ramosissima* e *Eremanthus elaeagnus*. Os experimentos foram montados em delineamento, inteiramente, casualizado em laboratório (25 ± 1 °C, 70 ± 10% de UR e 12 horas de fotofase) da Embrapa Milho e Sorgo em Sete Lagoas, Minas Gerais. A maior

quantidade de fenóis totais para as Asteraceae foi com as espécies *L. ericoides* (0,1480), *L. lilacina* (0,1410) e *E. elaeagnus* (0,1320). Extratos de *L. ericoides* e *T. villosa* tiveram eficiência de 97,7% sobre ovos com um dia de idade de *S. frugiperda* e *L. lilacina* teve eficiência de 72,0% sobre ovos com dois dias de idade desse inseto. A maior seletividade para *T. pretiosum* e *T. remus* foi com os extratos de *E. elaeagnus* e *L. ericoides*, com mortalidade de 0,7 e 1,1%, respectivamente. Extratos de Asteraceae apresentam potencial no controle alternativo de *S. frugiperda* com menor risco sobre *T. pretiosum* e *T. remus*.

Palavras-chave: Controle alternativo, Fenóis Totais, Scelionidae, Seletividade, Trichogrammatidae

⁽¹⁾Trabalho realizado a partir do projeto Avaliação do potencial alelopático da família Asteraceae do Alto Jequitinhonha, financiado pela “Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de Minas Gerais (FAPEMIG)”, coordenado pelo professor, Dr. Fernando Petacci e desenvolvido na Embrapa Milho e Sorgo em Sete Lagoas, MG.

1. Introdução

Spodoptera frugiperda (Smith) (Lep., Noctuidae), principal praga de milho no Brasil (Matos Neto et al., 2004), é controlada com inseticidas sintéticos com maior toxicidade e contaminação ambiental (Zanuncio et al., 1998), o que tem levado à maior necessidade por métodos alternativos para controlar esse inseto (Batalha et al., 1997; Diaz-Rodriguez & Omoto, 2001; Céspedes et al., 2004).

As famílias botânicas promissoras como inseticidas são Asteraceae, Meliaceae, Rutaceae, Annonaceae, Labiateae e Canellaceae (Okunade, 2002; Pavela, 2005; Céspedes et al., 2006; Rodríguez-López et al., 2007), com destaque para essa primeira, na qual as flores do *Chrysanthemum cinerariaefolium* são utilizadas para a produção do piretro que é utilizado em plantios agroecológicos na agricultura familiar (Tamm, 2004; Rebek et al., 2006; Domínguez et al., 2008).

Espécies dos gêneros *Trichogramma* e *Telenomus* são utilizadas em programas de manejo integrado das pragas de importância agrícola. Esses parasitóides atacam ovos e impedem que seus hospedeiros Lepidoptera atinjam a fase larval e danifiquem plantas (Olson & Andow, 2006; Witting et al., 2007).

Com a maior demanda por produtos isentos de agrotóxicos, a associação dos agentes de controle biológico (inimigos naturais) e produtos naturais é uma alternativa para o manejo de pragas na cultura orgânica de milho, onde esses produtos são proibidos (Meiners & Obermaier, 2003; Ybarra et al., 2005; Zanuncio et al., 2008).

O objetivo desse trabalho foi avaliar o efeito dos extratos etanólicos de 12 Asteraceae sobre posturas de *S. frugiperda*, *Trichogramma pretiosum* (Riley) (Hym., Trichogrammatidae) e *Telenomus remus* (Nixon) (Hym., Scelionidae).

2. Material e Métodos

2.1 Insetos e Extratos

Os experimentos foram conduzidos no Centro Nacional de Pesquisa de Milho e Sorgo da Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária em Sete Lagoas, Minas Gerais em janeiro e fevereiro de 2007 a 25 ± 1 °C, $70 \pm 10\%$ de UR e 12 horas de fotofase.

Folhas das 12 espécies da família Asteraceae foram coletadas de janeiro de 2005 a fevereiro de 2006 em campos rupestres da região de Diamantina, Minas Gerais. Aproximadamente, 600 g das folhas frescas de cada espécie foram extraídas a frio com etanol durante sete dias, após o qual a solução foi filtrada e o solvente retirado em evaporador rotativo à baixa pressão. Esse processo foi repetido duas vezes, gerando os extratos isentos de etanol. O conteúdo de fenóis totais para cada espécie de Asteraceae (Tabela 3) foi determinado pelo método do colorímetro usando o reagente Folin-Ciocalteu (Singleton et al., 1999).

Cada Asteraceae representou um tratamento: *Chromolaena chuseae* (B.L. Rob.) R.M. King & H. Rob. (T1), *Lychnophora ericoides* Mart. (T2), *Mikania nummularia* DC. (T3), *Lepidaploa rufogrisea* (A. St.-Hil.) H. Rob. (T4), *Lepidaploa lilacina* (Mart. Ex DC.) H. Rob. (T5), *Trixis glutinosa* D. Don (T6), *Trichogonia villosa* Sch. Bip. Ex Baker (T7), *Vernonia holosenicea* (T8), *Lychnophora* sp. (T9), *Ageratum fastigiatum* (Gardner) R.M. King & H. Rob. (T10), *Lychnophora ramosissima* Gardner (T11) e *Eremanthus elaeagnus* (Mart. Ex DC.) Sch. Bip. (T12). A testemunha (T13) teve, apenas, etanol. Os exemplares das espécies de Asteraceae foram depositados no herbário do Instituto de Ciências Biológicas da Universidade Federal de Minas Gerais em Belo Horizonte, Minas Gerais.

2.2 Experimento 1

Posturas com um ou dois dias de idade de *S. frugiperda* foram recortadas das folhas de papel utilizadas para oviposição desse inseto e dispostas em uma camada com 20 ovos por grupo. Logo após, cada grupo foi individualizado em copos plásticos de 50 mL com dieta artificial. Cada extrato foi dissolvido em etanol, na relação de 1% (m.v⁻¹) e 0,05 mL de cada um foi aplicado, uniformemente sobre os ovos de *S. frugiperda*, com uma micropipeta. Os copos foram deixados por 30 minutos à temperatura ambiente para evaporação do etanol, sendo o conjunto fechado com tampas transparentes de acrílico.

O delineamento utilizado foi, inteiramente, casualizado com cinco repetições, tendo cada repetição um grupo com 20 ovos de *S. frugiperda*. A correção dos dados e a eficiência de controle dos extratos foram avaliadas quatro dias após sua aplicação pelo teste de Abbott (1925). A seguir, as médias foram comparadas pelo teste de Scott Knott (P= 0,05).

2.3 Experimento 2

As cartelas com ovos de *A. kuehniella* foram recortadas em quadrados de 1,5 cm² com 200 ovos cada em uma camada e individualizados em tubos de vidro (2,0 cm de diâmetro x 10,0 cm de altura) após o quinto dia de parasitismo por *T. pretiosum*. Os extratos foram dissolvidos em etanol, na relação de 1% (m.v⁻¹) e 0,02 mL de cada um foi aplicado uniformemente, com uma micropipeta, sobre ovos de *A. kuehniella* parasitados. Os tubos permaneceram em repouso por 30 minutos à temperatura ambiente para evaporação do etanol. Logo após, os tubos foram lacrados com veda filme PVC.

O delineamento foi, inteiramente, casualizado com quatro repetições, tendo cada uma um quadrado de 1,5 cm² com 200 ovos de *A. kuehniella* parasitados. A correção dos dados e a eficiência de controle dos extratos para *T. pretiosum* foram avaliadas pelo teste de Abbott (1925), após a eclosão dos parasitóides. A seguir, as médias foram comparadas pelo teste de Scott Knott (P= 0,05).

2.4 Experimento 3

As cartelas com ovos de *S. frugiperda*, parasitadas pelo *T. remus* durante cinco dias, foram recortadas em quadrados de 1,5 cm² com 170 ovos desse inseto, em uma camada. Esses quadrados foram individualizados em tubos de vidro (2,0 cm de diâmetro x 10,0 cm de altura). Os extratos foram dissolvidos em etanol, na relação de 1% (m.v⁻¹) e 0,04 mL de cada um foi pipetado uniformemente, sobre ovos de *S. frugiperda*

parasitados. Os tubos permaneceram em repouso por 30 minutos à temperatura ambiente para evaporação do álcool. Logo após, os tubos foram lacrados com veda filme PVC.

O experimento foi conduzido em delineamento, inteiramente, casualizado com quatro repetições, tendo cada uma, um quadrado de 1,5 cm² com 170 ovos de *S. frugiperda* parasitados. A correção dos dados e a eficiência de controle dos extratos foram realizadas após a emergência dos parasitóides pelo teste de Abbott (1925). A seguir, as médias foram comparadas pelo teste de Scott Knott (P= 0,05).

Para todos os experimentos, a testemunha foi montada usando a mesma quantidade de etanol.

3. Resultados e Discussão

A utilização dos extratos de Asteraceae possibilitou menor eclosão das lagartas em grupos de ovos com um dia de idade de *S. frugiperda* que com dois dias desse inseto (Tabela 1). A menor eclosão das lagartas em grupos de maior idade tratadas com os inseticidas foi devido ao desenvolvimento da membrana externa dos mesmos, que dificulta a entrada de agentes externos (Diaz-Rodriguez & Omoto, 2001). Isso sugere que plantas da família Asteraceae possuem substâncias com atividades inseticidas, como piretrinas, que são precursoras dos piretróides (Tamm, 2004; Rebek et al., 2006; Domínguez et al., 2008).

A maior eficiência dos extratos de Asteraceae sobre grupos de ovos com um dia de idade de *S. frugiperda* foi com *L. ericoides* e *T. villosa*, com mortalidade de 97,7% (Tabela 1). A mortalidade desses ovos com *L. ericoides* foi devido a essa espécie ter maior quantidade de fenóis totais (0,1480) (Tabela 3), que são substâncias com atividade inseticida. A maior eficiência sobre grupos de ovos com dois dias de idade de *S. frugiperda* foi com os extratos de *L. lilacina*, *A. fastigiatum* e *L. ramosissima*, com mortalidade de 72,0; 65,9 e 61,0%, respectivamente. Ovos desse inseto com *L. lilacina* tiveram maior mortalidade devido a maior quantidade de fenóis totais (0,1410). Considerando as duas idades dos ovos de *S. frugiperda*, as Asteraceae *L. lilacina*, *A. fastigiatum* e *T. villosa* causaram maior mortalidade desse inseto, com eficiência de 75,8; 71,6 e 71,4%, respectivamente.

A mortalidade dos ovos de *S. frugiperda* indica que as Asteraceae podem ser consideradas inseticidas botânicos promissores. Isso concorda com mortalidade semelhante para *Spodoptera littoralis* Boisd. (Lep., Noctuidae) com extratos de

Asteraceae, Rutaceae, Lamiaceae, Araceae, Cupressaceae, Myrtaceae, Pinaceae, Geraniaceae e Zingiberaceae (Pavela, 2005), *S. frugiperda* com extrato de Verbenaceae (Rodríguez-López et al., 2007) e *Spodoptera litura* (Lepidoptera) com extratos de Asteraceae, Lamiaceae, Poaceae, Rutaceae, Pinaceae, Lauraceae e Cupressaceae (Isman et al., 2001). Por outro lado, *Pieris brassicae* Linnaeus (Lep., Pieridae), com extrato de Asteraceae, teve menor mortalidade de ovos, por ter membrana lipídica na parte interna do córion, envolvendo a membrana epembriônica, o que é um fator responsável pela retenção de ovicidas, fazendo com que ovos de alguns Lepidoptera não apresentem sensibilidade a esses produtos (Diaz-Rodriguez & Omoto, 2001). Dessa forma, os resultados sugerem que os extratos de Asteraceae penetraram nos ovos de *S. frugiperda* e causaram maior mortalidade desse inseto.

Todos os tratamentos, exceto aqueles com *L. lilacina* e *A. fastigiatum* causaram mortalidade maior que 5,5% sobre *T. pretiosum*, provavelmente, pela maior quantidade de fenóis totais de *L. lilacina* (0,1410) (Tabelas 2 e 3). A menor mortalidade para esse parasitóide foi com os extratos de *E. elaeagnus* e *V. holosenicea*, com eficiência de 0,7 e 0,8%, enquanto aqueles de *L. lilacina* e *A. fastigiatum* causaram maior mortalidade, com eficiência de 10,4 e 8,2%, respectivamente. Extratos vegetais causaram maior mortalidade dos ovos de *T. pretiosum*, com efeito, na deterrência desse inseto (Kraemer et al., 2007). No entanto, sugere-se maior seletividade dos extratos de Asteraceae em áreas com liberações de *Trichogramma* spp.

A mortalidade com os extratos de Asteraceae foi menor para o parasitóide *T. pretiosum* que *T. remus* (Tabela 2). Isso pode ser devido à maior resistência dos ovos de *A. kuehniela* com extratos de Asteraceae que *S. frugiperda*, associado à menor resistência de *T. remus*. Além disso, a camada externa dos ovos de *T. remus* e/ou *S. frugiperda* pode permitir o contato de extratos com a parte interna desses ovos, o que diminui a emergência de adultos (Meiners & Obermaier, 2003; Ybarra et al., 2005; Witting et al., 2007).

A mortalidade de *T. remus*, com os extratos de Asteraceae, variou de 1,1 a 36,5%, com os extratos de *L. ericoides* e *V. holosenicea*, respectivamente. Isso explica a maior variação da quantidade de fenóis totais em campus rupestres pelo maior índice de stress sobre as plantas (Sidhu et al., 2004). No entanto, valores menores ou iguais a 8,0% foram obtidos com os extratos de *L. lilacina*, *C. chaseae*, *T. villosa*, *E. elaeagnus*, *T. glutinosa*, *M. nummularia* e *L. ericoides* (Tabela 2). Apesar dos indivíduos de *T. pretiosum* e *T. remus* completarem o desenvolvimento embrionário, alguns desses

morreram sem romper o córion. Isso sugere que os extratos de Asteraceae não afetam a embriogênese de insetos (Diaz-Rodriguez & Omoto, 2001). Isto foi, também, observado após a aplicação dos extratos de nim, uréia e Amitraz® sobre o córion de *Bemisia argentifolii* Bellows & Perring (Hom., Aleyrodidae) (Prabhaker et al., 1999). No entanto, a mortalidade de inimigos naturais de milho e algodão (Gujar et al., 2004; Olson & Andow, 2006; Witting et al., 2007) e soja (Rebek et al., 2006) foi maior com inseticidas sintéticos. Esses resultados reforçam a utilização dos extratos de Asteraceae para programas de manejo integrado.

Conclusões

1. A eficiência dos extratos de Asteraceae foi maior em grupos de ovos de *S. frugiperda* com um que com dois dias de idade.
2. Os extratos de Asteraceae causaram menor mortalidade para *T. pretiosum* que *T. remus*.
3. Extratos de Asteraceae podem ser utilizados no manejo integrado de *S. frugiperda*, com menor mortalidade sobre *T. pretiosum* e *T. remus*.

Agradecimentos

À “Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de Minas Gerais (FAPEMIG)” pelo apoio financeiro para a realização deste trabalho (Processo Conselho de Extensão – 1643-05). À Embrapa Milho e Sorgo pela concessão do espaço físico e insetos para realização desse experimento. Ao Professor, Dr. Aristônio Magalhães Teles (Instituto de Ciências Biológicas – Universidade Federal de Minas Gerais) pela catalogação das espécies de Asteraceae.

Referências Bibliográficas

1. Batalha, V.C.; Zanuncio, J.C.; Picanço, M.C.; Guedes, R.N.C. (1997). Selectivity of insecticides to *Podisus nigrispinus* (Heteroptera: Pentatomidae) and its prey *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae). *Ceiba* 38 (1), 19-22.
2. Céspedes, C.L.; Avila, J.G.; Martínez, A.; Serrato, B.; Calderón-Mugica, J.C.; Salgado-Garciglia, R. (2006). Antifungal and Antibacterial activities of Mexican Tarragon (*Tagetes lucida*). *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 54 (1), 3521-3527.

3. Céspedes, C.L.; Torres, P.; Marín, J.C.; Arciniegas, A.; Romo de Vivar, A.; Pérez-Castorena, A.L.; Aranda, E. (2004). Insect growth inhibition by tocotrienols and hydroquinones from *Roldana barba-johannis*. *Phytochemistry* 65 (1), 1963-1975.
4. Diaz-Rodriguez, G.I.; & Omoto, C. (2001). Herança da resistência de *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) a lambda-cialotrina. *Neotropical Entomology* 30 (1), 311-316.
5. Domínguez, D.M.; Reina, M.; Santos-Guerra, A.; Santana, O.; Agulló, T.; López-Balboa, C.; Gonzalez-Coloma, A. (2008). Pyrrolizidine alkaloids from Canarian endemic plants and their biological effects. *Biochemical Systematics and Ecology* 36 (1), 153-166.
6. Gujar, G.T.; Mittal, A.; Kumari, A.; Kalia, V. (2004). Host crop influence on the susceptibility of the American bollworm, *Helicoverpa armigera*, to *Bacillus thuringiensis* ssp. *kurstaki* HD-73. *Entomologia Experimentalis et Applicata* 113, 165-172.
7. Isman, M.B.; Wan, A.J.; Passreiter, C.M. (2001). Insecticidal activity of essential oils to the tobacco cutworm, *Spodoptera litura*. *Fitoterapia* 72 (1), 65-68.
8. Kraemer, B.; Pietrowski, V.; Lohmann, T.R.; Gibbert, F.R.; Krein, T. (2007). Avaliação da interferência de extratos vegetais e óleo mineral emulsionável sobre o parasitismo de *Trichogramma pretiosum*. *Revista Brasileira de Agroecologia* 2 (1), 1179-1182.
9. Matos Neto, F.C.; Cruz, I.; Zanuncio, J.C.; Silva, C.H.O.; Picanço, M.C. (2004). Parasitism by *Campoletis flavicincta* on *Spodoptera frugiperda* in corn. *Pesquisa Agropecuária Brasileira* 39 (11), 1077-1081.
10. Meiners, T.; Obermaier, E. (2003). Hide and seek on two spatial scales - vegetation structure effects herbivore oviposition and egg parasitism. *Basic and Applied Ecology* 5 (1), 87-94.
11. Okunade, A.L. (2002). *Ageratum conyzoides* L. (Asteraceae). *Fitoterapia* 73 (1), 1-16.
12. Olson, D.M.; Andow, D.A. (2006). Walking pattern of *Trichogramma nubilale* Ertle & Davis (Hymenoptera, Trichogrammatidae) on various surfaces. *Biological Control* 39 (1), 329-335.

13. Pavela, R. (2005). Insecticidal activity of some essential oils against larvae of *Spodoptera littoralis*. *Fitoterapia* 76 (1), 691-696.
14. Prabhaker, N.; Toscano, N.; Coudriet, D. (1999). Comparison of neem, urea, and Amitraz® as oviposition suppressants and larvicides against *Bemisia argentifolii* (Homoptera: Aleyrodidae). *Journal of Economic Entomology* 92 (1), 40-46.
15. Rebek, E.J.; Sadof, C.S.; Hanks, L.M. (2006). Influence of floral resource plants on control of an armored scale pest by the parasitoid *Encarsia citrina* (Craw.) (Hymenoptera: Aphelinidae). *Biological Control* 37 (1), 320-328.
16. Rodríguez-López, V.; Figueroa-Suárez, M.Z.; Rodríguez, T.; Aranda, E. (2007). Insecticidal activity of *Vitex mollis*. *Fitoterapia* 78 (1), 37-39.
17. Sidhu, O.P.; Kumar, V.; Behl, H.M. (2004). Variability in triterpenoids (nimbin and salanin) composition of neem among different provenances of India. *Industrial Crops and Products* 19 (1), 69-75.
18. Singleton, V.L.; Orthofer, R.; Lamuela-Raventos, R.M. (1999). Analysis of total phenolics by means of Folin-Ciocalteu reagent. In: Packer, L. *Methods in Enzymology, Oxidants and Antioxidants - Part A*. San Diego, Academic Press, 152-178.
19. Tamm, L. (2004). Organic fruit production in humid climates of Europe: bottlenecks and new approaches in disease and pest control. *Acta-Horticulturae* 638 (1), 333-339.
20. Zanuncio, J.C.; Batalha, V.C.; Guedes, R.N.C.; Picanço, M.C. 1998. Insecticide selectivity to *Supputius cincticeps* (Stal) (Het., Pentatomidae) and its prey *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith) (Lep., Noctuidae). *Journal of Applied Entomology* 122 (8), 457-460.
21. Zanuncio, J.C.; Silva, C.A.D.; Lima, E.R.; Pereira, F.F.; Ramalho, F.S.; Serrão, J.E. (2008). Predation rate of *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: frugiperda) larvae with and without defense by *Podisus nigrispinus* (Heteroptera: Pentatomidae). *Brazilian Archives of Biology and Technology* 51 (1), 121-125.
22. Witting, B.E.; Orr, D.B.; Linker, H.M. (2007) Attraction of insect natural enemies to habitat plantings in North Carolina. *Journal of Entomological Science* 42 (4), 439-456.
23. Ybarra, M.I.; Popich, S.; Borkosky, S.A.; Asakawa, Y.; Bardón, A. (2005). Manoyl Oxide Diterpenoids from *Grindelia scorzonerifolia*. *Journal of Natural Products* 68 (4), 554-558.

Tabela 1. Eficiência (%) (média ± erro padrão) sobre grupos de ovos de um ou dois dias de idade de *Spodoptera frugiperda* (Lep., Noctuidae) após quatro dias de aplicação de extratos etanólicos de Asteraceae a 1% no laboratório

Tratamentos	Um dia ⁽¹⁾	Dois dias ⁽¹⁾
(T1) <i>Chromolaena chaseae</i>	29,6 ± 4,20 eA	26,8 ± 6,60 cA
(T2) <i>Lychnophora ericoides</i>	97,7 ± 0,15 aA	04,9 ± 4,27 dB
(T3) <i>Mikania nummularia</i>	79,6 ± 1,20 bA	01,2 ± 1,11 dB
(T4) <i>Lepidaploa rufogrisea</i>	71,6 ± 1,70 cA	17,1 ± 7,45 cB
(T5) <i>Lepidaploa lilacina</i>	79,6 ± 1,20 bA	72,0 ± 2,50 aA
(T6) <i>Trixis glutinosa</i>	78,4 ± 1,30 bA	14,6 ± 7,70 cB
(T7) <i>Trichogonia villosa</i>	97,7 ± 0,15 aA	45,1 ± 4,95 bB
(T8) <i>Vernonia holosenicea</i>	65,9 ± 2,05 cA	40,2 ± 5,40 bB
(T9) <i>Lychnophora</i> sp.	86,4 ± 0,80 bA	41,5 ± 5,25 bB
(T10) <i>Ageratum fastigiatum</i>	77,3 ± 1,35 bA	65,9 ± 3,05 aA
(T11) <i>Lychnophora ramosissima</i>	61,4 ± 2,30 cA	61,0 ± 3,50 aA
(T12) <i>Eremanthus elaeagnus</i>	50,0 ± 3,00 dA	36,6 ± 5,70 bA
Média	72,9 ± 1,61 cA	35,6 ± 4,79 bB
CV	02,20%	13,45%

⁽¹⁾Abbott (1925). Médias seguidas pela mesma letra minúscula por coluna ou maiúscula por linha, não diferem pelo teste de Scott Knott (P= 0,05). CV= coeficiente de variação

Tabela 2. Eficiência (%) (média ± erro padrão) dos extratos etanólicos de Asteraceae a 1% sobre *Trichogramma pretiosum* (Hym., Trichogrammatidae) e *Telenomus remus* (Hym., Scelionidae) baseado na emergência desses parasitóides

Tratamentos	<i>Trichogramma pretiosum</i> ⁽¹⁾	<i>Telenomus remus</i> ⁽¹⁾
(T1) <i>Chromolaena chaseae</i>	02,3 ± 2,02 dA	07,2 ± 5,38 cA

(T2) <i>Lychnophora ericoides</i>	04,6 ± 3,96 cA	01,1 ± 0,71 dA
(T3) <i>Mikania nummularia</i>	04,3 ± 3,99 cA	01,7 ± 1,42 dA
(T4) <i>Lepidaploa rufogrisea</i>	05,5 ± 3,91 cA	15,3 ± 4,91 bA
(T5) <i>Lepidaploa lilacina</i>	10,4 ± 3,74 aA	08,0 ± 5,32 cA
(T6) <i>Trixis glutinosa</i>	02,6 ± 2,01 dA	03,4 ± 2,79 cA
(T7) <i>Trichogonia villosa</i>	05,5 ± 3,93 cA	07,0 ± 5,37 cA
(T8) <i>Vernonia holosenicea</i>	00,8 ± 0,51 eA	36,5 ± 3,69 aB
(T9) <i>Lychnophora</i> sp.	04,9 ± 3,95 cA	11,2 ± 5,14 bA
(T10) <i>Ageratum fastigiatum</i>	08,2 ± 3,80 bA	14,3 ± 4,97 bB
(T11) <i>Lychnophora ramosissima</i>	05,0 ± 3,96 cA	13,7 ± 5,00 bA
(T12) <i>Eremanthus elaeagnus</i>	00,7 ± 0,51 eA	05,8 ± 5,44 cA
Média	04,6 ± 3,02 cA	10,4 ± 4,17 bA
CV	65,65%	40,09%

⁽¹⁾Abbott (1925). Médias seguidas pela mesma letra minúscula por coluna ou maiúscula por linha, não diferem pelo teste de Scott Knott (P= 0,05). CV= coeficiente de variação

Tabela 3. Conteúdo de fenóis totais (EAG/g) de extratos etanólicos das folhas de 12 espécies da família Asteraceae coletadas de janeiro de 2005 a fevereiro de 2006 em campos rupestres da região de Diamantina, Minas Gerais

Tratamentos	EAG
(T1) <i>Chromolaena chaseae</i>	0,0890
(T2) <i>Lychnophora ericoides</i>	0,1480
(T3) <i>Mikania nummularia</i>	0,0632
(T4) <i>Lepidaploa rufogrisea</i>	0,0732
(T5) <i>Lepidaploa lilacina</i>	0,1410
(T6) <i>Trixis glutinosus</i>	0,0953
(T7) <i>Trichogonia villosa</i>	0,0633
(T8) <i>Vernonia holosenicea</i>	0,0690

(T9) <i>Lychnophora</i> sp.	0,0541
(T10) <i>Ageratum fastigiatum</i>	0,0630
(T11) <i>Lychnophora ramosissima</i>	0,0326
(T12) <i>Eremanthus elaeagnus</i>	0,1320

EAG= Equivalente de Ácido Gálico