

Pragas das pastagens: características, danos e manejo



**Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária
Embrapa Gado de Corte
Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento**

DOCUMENTOS 300

Pragas das pastagens: características, danos e manejo

Fabricia Zimmermann Vilela Torres

Embrapa Gado de Corte
Campo Grande, MS
2022

Exemplares desta publicação podem ser adquiridos na:

Embrapa Gado de Corte
Av. Rádio Maia, 830, Zona Rural, Campo Grande, MS,
79106-550, Campo Grande, MS
Fone: (67) 3368 2000
Fax: (67) 3368 2150
www.embrapa.br
www.embrapa.br/fale-conosco/sac

Comitê Local de Publicações
da Embrapa Gado de Corte

Presidente
Rodrigo Amorim Barbosa

Secretário-Executivo
Rodrigo Carvalho Alva

Membros
Alexandre Romeiro de Araújo, Davi José
Bungenstab, Fabiane Siqueira, Gilberto
Romeiro de Oliveira Menezes, Luiz Orcício
Fialho de Oliveira, Marcelo Castro Pereira,
Mariane de Mendonça Vilela, Marta Pereira
da Silva, Mateus Figueiredo Santos, Vanessa
Felipe de Souza

Supervisão editorial
Rodrigo Carvalho Alva

Revisão de texto
Rodrigo Carvalho Alva

Tratamento das ilustrações
Rodrigo Carvalho Alva

Projeto gráfico da coleção
Carlos Eduardo Felice Barbeiro

Editoração eletrônica
Rodrigo Carvalho Alva

Foto da capa
Fabricia Zimmermann Vilela Torres

1ª edição
Publicação digitalizada (2022)

Todos os direitos reservados.

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

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP)

Embrapa Gado de Corte

Torres, Fabricia Zimmermann Vilela

Pragas das pastagens: características, danos e manejo / Fabricia Zimmermann
Vilela Torres. – Campo Grande, MS : Embrapa Gado de Corte, 2022.

PDF (114 p.). – (Documentos / Embrapa Gado de Corte, ISSN 1983-974X ; 300).

1. Pastagem. 2. Brachiarria. 3. Forragem. 4. Manejo. 5. Praga. 6. Cigarrinha das
pastagens. 7. Percevejo castanho. I. Embrapa Gado de Corte. II. Título. III. Série.

CDD 633.202

Autores

Fabricia Zimmermann Vilela Torres

Engenheira Agrônoma, doutora em Entomologia Agrícola - UFLA, pesquisadora da Embrapa Gado de Corte, Campo Grande, MS.

Agradecimentos

Agradeço imensamente aos colegas José Raul Valério, Alexander Machado Auad e Elisângela Gomes Fidelis (Embrapa), Leandro do Prado Ribeiro (Epagri), Bruno Barbosa Amaral e Glenda Moreira Weis a cedência de algumas imagens que puderam enriquecer visualmente esta publicação.

Sumário

Introdução	7
Cigarrinhas-das-pastagens	8
Percevejos-castanhos	24
Lagartas	36
Cochonilhas	48
Cupins	59
Formigas cortadeiras	68
Percevejo-das-gramíneas	75
Pulguinha-do-arroz	80
Outras pragas	85
Referências consultadas	102

Introdução

As pastagens ocupam extensas áreas no Brasil e no mundo, podendo ser consideradas a principal fonte de alimentação para o gado. O termo pastagens se refere às plantas forrageiras, nativas ou cultivadas, incluindo gramíneas e também algumas leguminosas. Dentre as principais gramíneas utilizadas como pastagem estão as dos gêneros *Brachiaria* (Syn. *Urochloa*), *Panicum*, *Cynodon*, *Pennisetum*, *Paspalum* e *Andropogon*. Estima-se que grande parte das áreas de pastagem estejam em processo de degradação ou degradadas, decorrente principalmente do mau manejo do pastejo, da falta de reposição de nutrientes nos solos e da ocorrência de insetos pragas e doenças.

As gramíneas forrageiras são atacadas por diferentes espécies de insetos, sendo que alguns causam danos que podem comprometer sua produção. Dentre os insetos considerados pragas das pastagens as cigarrinhas-das-pastagens são as principais, devido a sua ampla distribuição, ocorrência de diversas espécies e danos significativos.

Outra praga que ganhou destaque nos últimos anos é o percevejo-castanho, praga subterrânea, extremamente agressiva e que, dependendo do local e da infestação, pode até ser mais prejudicial que as cigarrinhas-das-pastagens.

São de ocorrência comum também em pastagens algumas lagartas, cochoilhas e o percevejo-das-gramíneas, considerados como pragas ocasionais, mas que, quando ocorrem em altos níveis populacionais podem causar grandes danos, demandando medidas de controle rápidas.

Alguns insetos, considerados pragas importantes em outras culturas, como cupins, formigas, gafanhotos, paquinhos e corós são vistos como pragas gerais nas pastagens, causando danos de forma localizada, o que não diminui a necessidade de controle quando em altas populações.

Nos últimos anos tem-se observado ainda a ocorrência de novas pragas associadas as gramíneas forrageiras, como a pulguinha-do-arroz, ou pulga saltona, como é chamada em alguns locais, e uma cochoilha do gênero *Duplachionaspis*, que foi recentemente confirmada em pastagens, sendo bem diferente da cochoilha dos capins, já amplamente conhecida. A mosca-da-grama-bermuda também pode ser citada tendo sua ocorrência em pastagens da região Sul do Brasil, além de percevejos do gênero *Collaria*. Pragas

como pulgões e outras cigarrinhas comumente chamadas de “cicadelídeos” também têm despertado interesse, principalmente pela possibilidade de estarem envolvidos em transmissão de viroses em gramíneas forrageiras.

Embora a fauna de insetos associados às gramíneas forrageiras seja extensa, ainda pouca atenção é dispensada ao manejo dessas pragas, mesmo em se tratando das mais importantes. Na maioria das vezes constata-se um interesse tardio por parte do produtor, que só observa os danos quando esses são muito evidentes. Essa demora na busca por uma solução e tomada de decisão de controlar as pragas, pode pôr a perder todo o pasto e, conseqüentemente, a produção.

Esse complexo de insetos associados às pastagens será abordado neste documento, sendo dada ênfase as pragas principais, de maior ocorrência e as recentemente preocupantes, incluindo identificação, biologia, danos e controle, quando houver.

Cigarrinhas-das-pastagens

As cigarrinhas são as principais pragas das pastagens, podendo diminuir a disponibilidade e a qualidade da gramínea forrageira, reduzindo a capacidade de suporte do capim e conseqüentemente a produção de carne e leite. São insetos da ordem Hemiptera e família Cercopidae, que fazem parte de um complexo sistema inseto-planta. De acordo com Valério (2009a) tal complexidade envolve a existência de muitas espécies de cigarrinhas e de gramíneas forrageiras, que estão em pastagens com diferentes idades, sistemas de manejo e condições ecológicas.

Ocorrência e distribuição

As cigarrinhas-das-pastagens têm ampla distribuição mundial, sendo mais abundantes nas regiões tropicais (Grazia *et al.*, 2012). São também conhecidas por “salivazo”, “candelilla”, “mión de los pastos”, “baba de culebra”, “salivita”, “chicharrita de los pastos”, “mosca-pinta”, “spittlebugs” e “froghoppers” (Valério, 2009a).

Esses insetos atacam gramíneas forrageiras do sul dos Estados Unidos ao norte da Argentina, além de algumas espécies infestarem gramados, milho, arroz e cana-de-açúcar, sendo nesta última, considerada uma das principais pragas (Gallo *et al.*, 2002; Holmann; Peck, 2002; Gusmão *et al.*, 2016).

De acordo com Valério (2013), diferentes regiões do Brasil possuem diferentes complexos de cigarrinhas. Foram identificadas no país 25 espécies de cigarrinhas-das-pastagens, pertencentes a oito gêneros, associadas a 40 espécies de plantas hospedeiras (Tolotti *et al.*, 2018). Dentre as espécies identificadas estão *Notozulia entreriana* (Berg, 1879); nove espécies de *Deois*, principalmente *Deois (Acanthodeois) flavopicta* (Stål, 1854), *Deois (Acanthodeois) incompleta* (Walker, 1851) e *Deois (Pandysia) schach* (Fabricius, 1787); oito espécies de *Mahanarva*, sendo as mais abundantes *Mahanarva fimbriolata* (Stål, 1854) e *Mahanarva spectabilis* (Distant, 1909); *Aeneolamia colon* (Germar, 1821); *Deoisella picklesi* (China & Myers, 1934); *Maxantonia quadrifasciata* (Le Peletier & Serville, 1825); *Maxantonia quadriguttata* (Walker, 1851); *Sphenorhina melanoptera* (Germar, 1821); *Sphenorhina rubra* (Linné, 1758) e *Tunaima pellucens* (Stål, 1862).

Dentre as cigarrinhas mais importantes em gramíneas forrageiras, as espécies de *Deois* (Figura 1), *Aeneolamia* e *N. entreriana* (Figura 2) são consideradas típicas de pastagens, por estarem tradicionalmente associadas a estas, enquanto espécies de *Mahanarva* (Figura 3, 4 e 5) são comumente associadas com gramíneas de grande porte, como capim elefante e cana-de-açúcar, sendo, portanto, consideradas não-típicas de pastagem (Valério, 2009a).

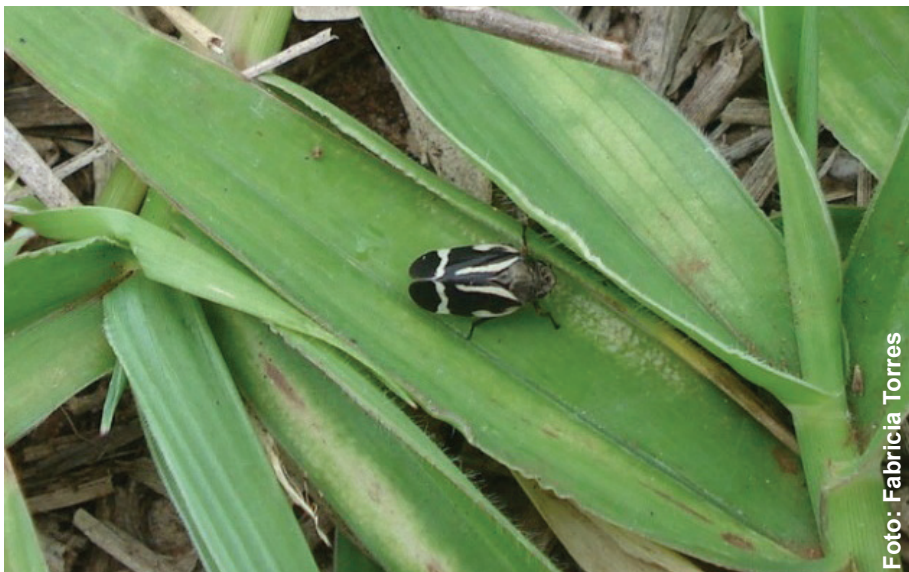


Foto: Fabricia Torres

Figura 1. Adulto de *Notozulia entreriana*.



Foto: Fabricia Torres

Figura 2. Adultos de *Deois flavopicta*.



Foto: Fabricia Torres

Figura 3. Adulto de *Mahanarva* sp.



Figura 4. Adulto de *Mahanarva* sp.

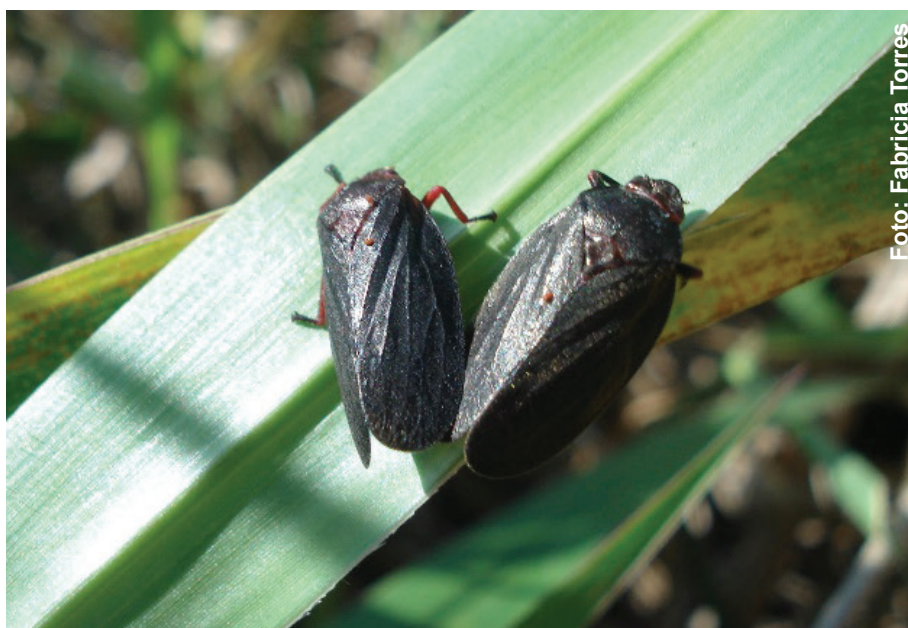


Figura 5. Macho e fêmea de *Mahanarva* sp.

Nos últimos anos cigarrinhas do gênero *Mahanarva* tem causado danos severos em gramíneas de menor porte também, como *Brachiaria* (Syn. *Urochloa*) *brizantha* (Hochst. ex A.Rich.) R.Webster cv. Marandu, levando inclusive a morte de pastos, quando em altas infestações. Tal fato tem sido constatado principalmente em áreas extensas de monocultura dessa gramínea forrageira, em especial na região Norte do país, além de pastagens estabelecidas em áreas adjacentes a canaviais.

Segundo Pedreira *et al.* (2014) essas cigarrinhas, especialmente *M. spectabilis* e *Mahanarva tristis* (Fabricius, 1803), nos últimos anos, têm causado problemas sérios também em pastos de *Panicum maximum* Jacq. cvs. Tanzânia e Mombaça, *B. brizantha* cvs. Xaraés e BRS Piatã, *Brachiaria* (Syn. *Urochloa*) *decumbens* Stapf. Prain. e capim Tangola (híbrido de *Brachiaria* (Syn. *Urochloa*) *arrecta* (Hack.) Stent. e *Brachiaria* (Syn. *Urochloa*) *mutica* (Forssk.) Stapf.

A ocorrência das cigarrinhas está restrita ao período chuvoso. Na época seca o que se encontram são os ovos, chamados diapáusicos ou quiescentes, que são resistentes aos baixos níveis de umidade (Valério, 2009a).

Características gerais

As cigarrinhas-das-pastagens são insetos sugadores de seiva, que vivem nas raízes ou na base dos perfilhos das gramíneas quando ninfas, e nas folhas dos capins, quando se tornam adultas.

Os ovos são colocados próximos à planta hospedeira, na base desta, no solo ou em restos vegetais. São alongados, semelhantes a grãos de arroz, sendo, de coloração amarelo-pálida logo após a oviposição, apresentando manchas oculares e glandulares avermelhadas à medida que se aproxima a eclosão das ninfas. Além disso, observa-se ligeiro aumento no tamanho e o surgimento do opérculo (fenda por onde eclode a ninfa). Cada fêmea é capaz de ovipositar em torno de 100 ovos (Valério, 2009a). O período de incubação é variável de acordo com a espécie (14 a 20 dias), sendo maior nas espécies de *Mahanarva*.

As fêmeas colocam ovos diapáusicos nos períodos desfavoráveis ao desenvolvimento das ninfas, que ocorrem nos meses com baixa umidade (diapausa do tipo quiescência). Tais ovos têm seu desenvolvimento paralisado ou diminuído, aumentando o período de incubação para até 200 dias (Gallo *et*

al., 2002; Valério, 2009a). No início do período chuvoso os ovos retomam seu desenvolvimento normal, e as ninfas eclodem em até 30 dias após.

Assim que eclodem, as ninfas procuram um local para se alimentar na base da planta ou nas raízes superficiais. À medida que se alimentam, produzem e excretam uma espuma característica dos cercopídeos, onde ficam protegidas da falta de umidade e de inimigos naturais (Figura 6). De acordo com Valério (2009a) essa espuma é composta pelo excesso de seiva que sugaram, após a retirada de nutrientes. Esse processo no trato digestivo é realizado pela câmara filtro, culminando com a secreção do líquido não aproveitado. A esse líquido juntam-se secreções da glândula de Bateli e dos tubos de Malpighi, ao mesmo tempo em que, por meio da expansão e contração do abdome, são adicionadas bolhas de ar, formando a espuma característica que envolve a ninfa ao longo de todo o seu desenvolvimento. Em altas infestações, ocorre a coalescência de duas ou mais massas de espuma, produzidas por diferentes ninfas.



Foto: Fabricia Torres

Figura 6. Espuma produzida por ninfas de cigarrinhas-das-pastagens na base da planta.

As ninfas são de coloração branco-amarelada, com tecas alares marrom-escuras (Figura 7), e passam por cinco instares, sendo a duração dessa fase dependente da espécie e das condições climáticas. Em períodos mais quentes e úmidos, o desenvolvimento é prolongado. Para *N. entreriana*, e *D. flavopicta*, em temperatura em torno de 25°C, o período ninfal dura de 21 a 25 dias, já para *Mahanarva* spp. normalmente dura mais de 30 dias.



Foto: Fabricia Torres

Figura 7. Ninfas de cigarrinhas-das-pastagens na espuma.

Os adultos, ao emergirem, ficam na parte aérea das plantas, movimentando-se rapidamente, por saltos e voos curtos e baixos. Possuem longevidade em geral curta, em torno de 7 a 10 dias. Segundo Sujii, Garcia e Fontes (2000) esses voos são inferiores a 1,2 m de altura, e ocorrem ao acaso, e não para migração da espécie, caso existam recursos alimentares suficientes. De acordo com Valério (2009a), as fêmeas são capazes de percorrer um raio de 50 a 100 m de distância do local onde vivem.

A localização dos adultos na parte aérea é variável, mas a preferência é pela face superior das folhas e pelo terço apical da planta. Com o aumento da temperatura ao longo do dia, os insetos podem migrar para a face inferior das folhas ou mesmo para partes mais baixas da planta, em busca de temperaturas mais amenas (Valério, 2009a).

As fêmeas são encontradas mais frequentemente na base das plantas, em função da procura por locais de oviposição. Esse comportamento é facilmente observado em campos de pastagens infestados com *Mahanarva* spp., em especial naqueles com sobra de palha ao nível da superfície do solo. Ao afastar a palhada com as mãos, pode-se observar fêmeas próximas às raízes superficiais que se formam nesses locais, que são escuros e úmidos, os quais proporcionam ambiente ideal para o desenvolvimento das futuras ninfas.

Os adultos são de coloração bastante variável conforme a espécie e, com diferentes padrões alares, dentro da mesma espécie. A descrição abaixo foi retirada de Valério (2009a) e Tolotti *et al.* (2018) e auxilia na identificação das principais espécies no campo.

N. entreriana: mede de 6,2 a 9,2 mm e possui coloração negra com reflexos metálicos, podendo apresentar manchas e/ou faixas brancas ou cremes nas asas; cabeça triangular, e, assim como pronoto e escutelo, de coloração negra brilhante. A superfície ventral e as pernas são negras com áreas castanho-claras e escuras. Pode apresentar seis padrões alares diferentes e dimorfismo sexual, tendo a fêmea duas faixas longitudinais brancas ou cremes nas asas, que podem estar ausentes ou reduzidas no macho. Pode ainda apresentar ou não uma faixa transversal branca ou creme no terço superior da asa.

D. flavopicta: mede 8,7 a 11,1 mm e possui coloração geral marrom-escura a negra, com manchas amarelo-pálidas; pronoto e escutelo negros; cabeça marrom-escura a negra, com mancha amarelo-pálida e toques de vermelho-sanguíneo entre os olhos. Asas castanho-escuras, com três faixas de coloração amarelo-escuras, sendo uma longitudinal e duas transversais. Essas manchas podem ser rosadas ou avermelhadas em alguns espécimes. Face negra; superfície ventral e pernas castanho-avermelhadas a vermelhas, com áreas enegrecidas.

D. incompleta: mede 7,5 a 8,9 mm e possui coloração geral castanho-clara ou marrom, brilhante; Cabeça, pronoto e escutelo castanhos; asas marrons, com duas faixas longitudinais estreitas amarelo-pálidas e duas ou três pequenas manchas arredondadas no terço apical. Pode apresentar coloração das asas mais clara e não ter as manchas notadamente destacadas. Superfície ventral castanha, mais escura na porção anterior; pernas castanhas.

D. schach: mede 8,5 a 10 mm e possui coloração geral marrom-escuro, com manchas alaranjadas e, às vezes, com reflexos metálicos esverdeados. Cabeça, pronoto e escutelo castanhos, sendo a cabeça mais escura, negra ou quase. Asas castanhas, levemente mais escuras na margem costal e no ápice, com uma pequena área avermelhada na inserção e uma estreita faixa transversal alaranjada, reduzida a pequenas manchas, limitando o terço apical, podendo ser contínuas ou não. Superfície ventral do abdome e pernas castanho-avermelhadas, com áreas castanhas. Em alguns casos não ocorrem manchas nas asas, e a pigmentação laranja desaparece, deixando apenas uma marca pálida em seu lugar.

M. fimbriolata: mede 12,7 mm e possui coloração geral castanho-clara a vermelho-sanguínea. Cabeça castanho-escuro a negra, com nuances avermelhadas. Pronoto e escutelo castanho-avermelhados a marrom-escuros. Asas de coloração amarelo-ocre com faixas longitudinais negras, que podem ocupar a maior parte das asas. Pode apresentar asas com variadas cores, do ocre ao vermelho intenso, a negras, com faixas negras.

M. spectabilis: mede de 11,9 a 12,7 mm e possui coloração geral variando do castanho-avermelhado ao ocre. Cabeça, pronoto e escutelo castanho-avermelhados ou ocre. Asas de coloração amarelo-ocre com faixas longitudinais negras. Pode apresentar diferentes padrões alares, desde asas avermelhadas ou negras, com faixas negras.

Sintomas e danos

A sucção de seiva, principalmente do xilema, por parte de ninfas e adultos de cigarrinhas-das-pastagens é acompanhada da injeção de saliva tóxica. Segundo Valério (2009a) essa saliva causa fitotoxemia e interfere na atividade fotossintética da planta, sendo composta por dois tipos de substâncias, as que coagulam no interior dos tecidos da folha, e desorganizam o transporte da seiva, e as solúveis, que translocam nas folhas, principalmente no sentido apical. Observa-se na planta, inicialmente, pontos e/ou listras cloróticas (Figura 8), que podem evoluir para um quadro mais severo de dano, com listras ou faixas necróticas, podendo ocupar toda a área foliar. O autor menciona ainda que as folhas atacadas pelas cigarrinhas morrem a partir das pontas, ficando com um aspecto retorcido (Figura 9) e, a expressão plena dos sintomas, após um ataque de *N. entreriana*, se dá somente após 23 dias.



Foto: Fabricia Torres

Figura 8. Danos de adultos de cigarrinhas-das-pastagens.



Foto: Fabricia Torres

Figura 9. Folhas secas e retorcidas por danos de cigarrinhas-das-pastagens.

No caso das cigarrinhas “típicas de pastagens”, os adultos são os que causam maiores danos. No entanto, para espécies de *Mahanarva* os prejuízos são decorrentes tanto do ataque dos adultos quanto das ninfas. No campo observa-se uma diferença nos sintomas causados por ninfas e adultos. As ninfas, ao sugarem as plantas na base ou nas raízes, provocam o amarelecimento, seguido de secamento das folhas. Já os adultos, são os que causam as estrias esbranquiçadas, mencionadas acima, que também evoluem para secamento das folhas. Em ambos, dependendo da infestação, a evolução dos danos mostra um aspecto geral de “queima das pastagens” (Figuras 10 e 11).



Figura 10. “Queima das pastagens” – dano severo de cigarrinhas-das-pastagens.



Figura 11. “Queima das pastagens” – dano severo de cigarrinhas-das-pastagens.

De acordo com Valério (2009a), em gramíneas suscetíveis, ataques intensos podem determinar a morte da parte aérea das plantas, podendo posteriormente ocorrer o rebrote das touceiras atacadas. Isso varia dependendo do vigor das plantas, mas reduzirá a produção de matéria seca e a capacidade de suporte da pastagem temporariamente, obrigando o produtor a transferir parte ou a totalidade dos animais para pastagens menos atacadas.

A qualidade da pastagem atacada por cigarrinhas também é afetada, constatando-se aumento no teor de fibra, e reduções na digestibilidade *in vitro* e nos teores de proteína bruta, fósforo, magnésio, cálcio e potássio (Valério; Nakano, 1988). Além disso, há reduções significativas na produção de raízes de *B. decumbens*, o que pode, de acordo com Valério e Nakano (1987), afetar a persistência da gramínea.

As perdas ocasionadas por cigarrinhas foram contabilizadas por Valério e Nakano (1988), estimando uma redução de 35% de matéria seca, decorrente de uma infestação de 25 cigarrinhas adultas por metro quadrado. Com base neste trabalho, Holmann e Peck (2002) estimaram que os prejuízos causados pelas cigarrinhas-das-pastagens variam de dezenas a centenas de milhões de dólares anualmente. E, mais recentemente Congio *et al.* (2020) estimou a perda decorrente dos danos provocados por *Mahanarva* sp. em *B. brizantha* cv. Marandu, chegando a valores de até 43% de redução da produção do capim e 74% de redução da produção de carne. Esses valores foram observados com níveis de infestação em torno de cinco ninfas por 0,25 metro quadrado ou dez adultos por 35 movimentos de rede de varredura, no início da estação chuvosa.

Métodos de controle

A principal forma de se controlar as cigarrinhas-das-pastagens é com o uso de cultivares resistentes, mas outros métodos também estão disponíveis, como controle cultural, químico e biológico.

O uso de cultivares de pastagem resistentes, segundo Valério (2009a), é o método mais recomendado, uma vez que é de fácil adoção e baixo custo, pois o controle estará sendo feito com a aquisição das sementes de cultivares resistentes. Além disso, o autor menciona que tal prática é específica a uma praga ou complexo de pragas, sem efeitos prejudiciais aos insetos benéficos;

apresenta persistência, considerando que a maioria das cultivares resistentes mantém elevados níveis de resistência por um longo tempo, apesar do possível surgimento de biótipos do inseto-praga; está em harmonia com o meio ambiente, tendo em vista que nenhum elemento artificial é utilizado no controle da praga; e é compatível com outras táticas de manejo de pragas.

Várias cultivares de pastagens apresentam resistência às cigarrinhas, podendo esta ser por antibiose e/ou tolerância. De acordo com Valério (2009a), as cultivares resistentes por antibiose afetam o desenvolvimento e sobrevivência das cigarrinhas por meio de redução do potencial de reprodução da praga, sendo observados morte das formas jovens; redução do tamanho e peso dos insetos; desenvolvimento prolongado; morte na transformação para adultos e fecundidade reduzida. Algumas cultivares de *B. brizantha* apresentam resistência por antibiose, enquanto outras são consideradas suscetíveis, como *B. decumbens* e *Brachiaria* (Syn. *Urochloa*) *ruzizensis* Germ. & C. M. Evrad. Outras, como a *Brachiaria* (Syn. *Urochloa*) *humidicola* (Rendle) Schweickardt, são resistentes por tolerância, por sofrer menos danos do que outras mais suscetíveis, quando sujeita à mesma pressão do inseto.

Não se deve generalizar a resistência das cultivares às espécies de cigarrinhas. Existem diferentes espécies de cigarrinhas em diversas condições ecológicas. Como exemplo pode-se citar a cultivar Marandu, que apresenta resistência as principais espécies típicas de pastagem de ocorrência no Brasil, mas não é resistente a espécies de *Mahanarva*. Já outra cultivar, o capim BRS Ipyorã (híbrido de *B. brizantha* e *B. ruzizensis*) segundo Valério e Torres (2019) é resistente às espécies típicas e também à *M. fimbriolata* e *M. spectabilis*. Dessa forma, de acordo com Valério (2009a), há necessidade de que as gramíneas, ao serem avaliadas quanto à resistência, sejam expostas às principais espécies de cigarrinhas dentro do complexo de espécies da América tropical.

Outras alternativas de cultivares resistentes às cigarrinhas-das-pastagens incluem, além de Marandu e BRS Ipyorã, *B. brizantha* cv. BRS Piatã, diversas cultivares de *P. maximum*, *Andropogon gayanus* Kunth e *Paspalum atratum* Swallen cv. Pojuca (Valério, 2013; Valério; Torres, 2019).

O uso de práticas culturais é bastante interessante para o controle de cigarrinhas-das-pastagens e, nesse caso, se dá ajustando a altura do pasto e a

carga animal. De acordo com Valério (2009a), além de ser ecologicamente desejável, a manipulação da carga-animal é barata, de fácil operacionalização e prontamente assimilada pelo produtor. Uma vez que a quantidade de palha acumulada na superfície do solo é favorável a população de cigarrinhas pelo microclima que cria, o pisoteio do gado, bem como qualquer outra forma de reduzir a palhada, poderá diminuir a infestação dessa praga nos pastos. Isso foi verificado por Valério e Koller (1993) quando observaram que tanto as populações de ninfas como as de adultos da cigarrinha *N. entreriana* diminuíram com o aumento da pressão de pastejo. Assim, pastagens com reduzida quantidade de palha ao nível do solo apresentam níveis populacionais de cigarrinhas mais baixos, devido à redução no teor de umidade ao nível do solo, ao aumento da aeração, possibilitando a dessecação delas, bem como a um aumento na eficiência da atividade de inimigos naturais (Valério, 2009a).

O controle biológico das cigarrinhas é outra opção. De acordo com Valério (2009a), as pastagens, por serem perenes, são ambientes com microclima razoavelmente estável, favorecendo a persistência de inimigos naturais. O uso de produtos inseticidas a base do fungo *Metarhizium anisopliae* (Metchnikoff) Sorokin (Hypocreales: Clavicipitaceae) tem sido bastante empregado e, apesar de ter o custo do produto e da aplicação, da mesma forma que inseticidas químicos, apresenta vantagens em relação a estes, como a não necessidade de retirar os animais da pastagem e o menor impacto sobre inimigos naturais. Existem diversos produtos à base de *M. anisopliae* disponíveis no mercado e que podem ser consultados em <http://agrofit.agricultura.gov.br/>.

Pitta *et al.* (2019) avaliaram aplicações de *M. anisopliae* para controle da cigarrinha *M. spectabilis* em área de monocultura de *B. brizantha* cv. Marandu, em sistema silvipastoril (eucalipto + capim-marandu) e em sistema agrossilvipastoril (eucalipto + soja na safra; eucalipto + milho intercalado com capim marandu na entressafra). Os autores observaram que em áreas de monoculturas e silvipastoril, ocorreram infestações de *M. spectabilis*, necessitando apenas de uma aplicação do fungo para controle. Já na área agrossilvipastoril, não houve infestação de cigarrinhas, não necessitando aplicação do bioinseticida, o que reduziu o custo de produção. O fato de não haver infestação nesse sistema foi atribuído ao pasto ser plantado após o período chuvoso, evitando a época de ocorrência de cigarrinhas e, além disso, após a cultura da soja, que não é hospedeira dessas.

Ainda em relação ao controle biológico, outros inimigos naturais são associados às cigarrinhas-das-pastagens, como o micro-himenóptero *Anagrus urich* Pickles 1932 (Hymenoptera: Mymaridae) (Figura 12), um parasitoide de ovos de cigarrinhas; a larva da mosca *Salpingogaster nigra* Schiner, 1868 (Diptera: Syrphidae) (Figura 13 e 14), predadora de ninfas; adultos da mosca *Porasilus barbiellini* Curran (Diptera: Asilidae), predador de adultos de cigarrinhas, e formigas, que predam ninfas de cigarrinhas recém-eclodidas (Valério, 2009a). Outros fungos também têm sido relatados em cigarrinhas-da-pastagens, como *Furia* sp. (Entomophthorales), que foi encontrado em níveis epizoóticos atacando *D. schach*, em São Paulo, provocando até 80% de infecção com consequente queda na população do inseto (Leite *et al.*, 2002) e o gênero *Pandora* (Entomophthorales) infectando adultos de *Deois mourei* (Cavichioli & Sakakibara, 1993), *Deois knoblauchii* (Berg, 1879) *Isozulia christenseni* Lallemand, 1940 (Hemiptera: Cercopidae), e *N. entreriana* na Argentina (Foieri; Pedrini; Toledo, 2018).



Foto: José Raul Valério

Figura 12. *Anagrus urichi* – parasitoide de ovos de cigarrinhas-das-pastagens.



Foto: Fabricia Torres

Figura 13. Larva de *Salpingogaster nigra* – predadora de ninfas de cigarrinhas-das-pastagens.



Foto: José Raul Valério

Figura 14. Adulto de *Salpingogaster nigra*.

O controle químico é a última opção indicada para controle de cigarrinhas em pastagens. De acordo com Valério (2009a; 2013) isso se deve a limitação ecológica, pois normalmente o tratamento se dá em extensas áreas e, econômica, devido ao custo do tratamento destas áreas. Caso as aplicações fossem realizadas apenas em ocasiões e locais necessários, essas limitações poderiam ser minimizadas, porém, na maioria das vezes, o produtor faz o controle químico quando constata danos nas pastagens (amarelecimento). Como já foi mencionado anteriormente, os danos se expressam em sua totalidade após três semanas do início do aparecimento dos adultos, e estes têm longevidade curta (cerca de 10 dias). Logo, pulverizações de inseticidas, que deveriam ter como alvo os insetos adultos, são em vão, uma vez que estes já morreram. Além disso, os ovos, postos por estes, não serão afetados pelos produtos químicos e uma nova geração se desenvolverá. Dessa forma, o controle químico deverá coincidir com o início do aparecimento dos adultos, pois estes ficam mais expostos ao se alimentarem nas folhas; já as ninfas, por ficarem ao nível do solo e protegidas pela espuma que produzem e pela massa vegetal, são mais difíceis de serem atingidas pelo produto.

Existem diversos produtos registrados para o controle de cigarrinhas-das-pastagens (Agrofit, 2021), inclusive alguns que prometem controlá-las quando ainda ninfas. Deve-se atentar-se para o uso apenas de produtos registrados para pastagens e retirar os animais da área, pelo período indicado pelos fabricantes.

Para decidir sobre a aplicação de inseticidas, tanto os químicos, quanto os biológicos, não há um nível de controle estabelecido. Assim, a tomada de decisão poderá ser feita com base no histórico da área e experiência do produtor com infestações de cigarrinhas na propriedade (Valério, 2009a).

Percevejos-castanhos

Ocorrência e distribuição

Os percevejos-castanhos estão representados pelos gêneros *Atarsocoris* Becker, 1967 e *Scaptocoris* Perty, 1833 (Hemiptera: Cydnidae). Espécies desses gêneros ocorrem na região neártica e neotropical, em países como Brasil, Estados Unidos, Argentina e Guatemala, dentre outros, mas apenas espécies do gênero *Scaptocoris* são prejudiciais às plantas (Becker, 1967; Grazia; Schertner; Silva, 2004).

No Brasil, as espécies que ocorrem em pastagens são *Scaptocoris castanea* (Perty, 1830), *Scaptocoris carvalhoi* Becker, 1967 (sinônimo sênior de *Atarsocoris brachiariae* Becker, 1996) e *Scaptocoris buckupi* Becker, 1967. Essas espécies encontram-se amplamente distribuídas nos estados de Mato Grosso do Sul, Mato Grosso, Goiás, Minas Gerais, São Paulo, Paraná, Rio Grande do Sul, Amazonas, Bahia, Pernambuco, entre outros (Becker, 1996; Picanço *et al.*, 1999; Fernandes *et al.*, 2004; Valério, 2006a).

Os percevejos-castanhos são insetos subterrâneos e sugadores, sendo de grande importância para diversas culturas por serem polívoros, ou seja, sem especificidade de hospedeiro. Sua ocorrência já foi relatada em culturas como algodão, arroz, cana-de-açúcar, eucalipto, café, feijão, milho, sorgo, soja e pastagens, dentre outras, além de plantas daninhas (Andrade; Puzzi, 1951; Brisolla *et al.*, 1985; Costa; Forti, 1993; Amaral *et al.*, 1997; Picanço *et al.*, 1999; Valério, 1999; Oliveira *et al.*, 2000; Oliveira; Malaguido, 2004; Ferreira; Barrigossi, 2006; Ávila; Xavier; Gómez, 2009). Foram observados ocorrência e danos de percevejo-castanho até mesmo em plantas de Nim (Matias *et al.*, 2011).

Seus hábitos subterrâneos são facilitados em solos arenosos, onde se deslocam com maior agilidade e, por essa razão, têm sido constatadas maiores infestações nestes ambientes, assim como em pastagens degradadas. Porém, há relatos de ocorrências também em solos argilosos (Picanço *et al.*, 1999; Valério, 1999; Oliveira; Pasini; Fonseca, 2002) e em pastagens bem formadas e produtivas, embora nestas as informações sejam de danos menos expressivos, muitas vezes até imperceptíveis.

Características gerais

Os percevejos-castanhos adultos têm o corpo convexo e possuem coloração castanha, podendo ser mais escuros ou mais claros, dependendo da espécie (Figura 15). Comumente se associa as tonalidades mais escuras à *S. castanea*, e as mais claras, tendendo muitas vezes para o castanho amarelado, ao *S. carvalhoi*. Segundo Becker (1996) os adultos de *S. castanea* medem de 7 a 9 mm de comprimento, e *S. carvalhoi* de 5,2 a 6,0 mm. Além da tonalidade e do tamanho, segundo Grazia, Schwertner e Silva (2004) em *S. carvalhoi* e *S. buckupi*, não se observa em microscopia de luz os tarsos das pernas



Foto: Fabricia Torres

Figura 15. Adultos de percevejo-castanho.

anteriores, mas somente o local de inserção dos mesmos em microscopia de varredura. Em *S. castanea* e demais espécies do gênero, tais estruturas são facilmente observadas em microscópio de luz.

Percevejos-castanhos penetram no solo rapidamente com suas pernas adaptadas para cavar (tíbias anteriores). O último par de pernas, bem robusto, auxilia sua locomoção, empurrando e aprofundando seu corpo no solo (Figura 16). De acordo com Cokl *et al.* (2006), os percevejos-castanhos emitem sons vibratórios e estridulatórios, diferentes entre machos e fêmeas e entre espécies.

A cópula se dá no interior do solo, ficando macho e fêmea presos pelas extremidades do corpo, em posições opostas (Becker, 1996) (Figura 17). Os ovos são de coloração branca, de formato ovalado e sem opérculo (Figura 18). Conforme Vivan *et al.* (2013) o tamanho médio de um ovo de percevejo-cas-



Foto: Fabricia Torres

Figura 16. Percevejo-castanho adulto – detalhe das pernas.



Foto: Fabricia Torres

Figura 17. Percevejos-castanhos em cópula.



Foto: Fabricia Torres

Figura 18. Ovo de percevejo-castanho.

tanho é de 1,6 mm de comprimento por 0,9 mm de largura. São postos próximos às raízes, sem distinção de profundidade e, de acordo com Schwertner e Nardi (2015), isso se dá com o intuito de facilitar a alimentação das ninfas, que possuem pouca habilidade de se movimentarem no perfil do solo. Em épocas de secas prolongadas, Nardi *et al.* (2007) encontraram ovos até 1,5 m de profundidade no solo.

As ninfas de percevejos-castanhos são de coloração branca e, no último instar, possuem os primórdios das asas de coloração amarelada (Figura 19). Passam por cinco instares, descritos por Vivan *et al.* (2013), com tamanho de 2,28 mm para o primeiro instar, podendo alcançar 5,22 mm no último instar.

Não existem estudos sobre a biologia do inseto em condições controladas. Ainda, poucos esforços foram realizados em tentativas de criação de percevejos-castanhos para subsidiar estudos biológicos e comportamentais. Oliveira (2003) obteve 50% de viabilidade da criação, utilizando plantas de soja e sorgo estabelecidas em recipientes tipo aquário, formados por duas placas de vidro



Figura 19. Ninfas de percevejo-castanho.

transparentes. Lira *et al.* (2014), comparando dois métodos para criação de *Scaptocoris* sp. em casa de vegetação (vasos plásticos e recipientes de acrílico), tendo fonte de alimento *B. brizantha* cv. BRS Piatã, obtiveram maior viabilidade nas unidades de acrílico (46%), revelando a necessidade de ajustes na metodologia para se manter esses insetos em criações massais e realizar ensaios biológicos. Amaral *et al.* (2017) também utilizando recipientes de acrílico para criação de percevejo-castanho, observaram o atingimento da fase adulta, a cópula e produção de ovos, porém houve um decréscimo na viabilidade da criação ao longo do tempo, mantendo-se viável por nove meses apenas.

Estima-se que o percevejo-castanho tenha duas gerações anuais, sendo encontrado durante todo o ano no solo, com picos populacionais no mês de janeiro e em setembro/outubro (Oliveira; Pasini; Fonseca, 2002; Ávila; Xavier; Gómez, 2009; Torres *et al.* 2014). O ciclo completo, estimado apenas em ensaios de campo, é em torno de 10 a 12 meses (Sales Júnior; Medeiros, 2001; Fernandes *et al.*, 2020).

A distribuição do percevejo-castanho no perfil do solo é variável em função da disponibilidade de alimento, e não diretamente do gradiente de umidade do solo. Nardi *et al.* (2007) avaliando a distribuição vertical de *S. carvalhoi* em área de pastagem, constataram que a população tendeu a se encontrar nas

camadas superficiais do solo no período mais chuvoso, aprofundando-se no período mais seco do ano, quando a maioria dos insetos (> 85%) permaneceu abaixo de 40 cm. Fernandes *et al.* (2004) encontraram ninfas de *S. castanea* de zero a 100 cm, com mais de 70% entre 20 e 60 cm, em período seco. O autor inferiu ainda que a dinâmica desse inseto é regulada principalmente pela disponibilidade de alimento, pois na época das chuvas as raízes novas estão mais próximas da superfície e os percevejos migram para essa região. Na seca buscam raízes profundas e ativas, sendo encontrados até 1,80 m de profundidade (Sales Júnior; Medeiros, 2001).

De acordo com Fernandes *et al.* (2020) os percevejos-castanhos são encontrados nas raízes ou próximo destas (menor parte da população) ou em câmaras no solo (maioria da população), onde podem ficar sem se alimentar por longos períodos. Esses autores afirmam que, em laboratório, ninfas e adultos sobreviveram por cerca de 60 dias, em solo umedecido, sem nenhuma fonte de alimento.

As revoadas ocorrem normalmente ao entardecer e na época chuvosa, de novembro a março, tendo como finalidade a dispersão da espécie, uma vez que o acasalamento ocorre no solo (Oliveira *et al.*, 2000; Fernandes *et al.*, 2004). Souza *et al.* (2019) concluíram que a dispersão de *S. castanea* é caracterizada por ocorrer após o comportamento de cópula (presença de esperma na espermoteca) e com insetos aptos para colonizar novas áreas (presença de óvulos nos ovariolos).

Weis (2016) observou revoadas do percevejo-castanho, em uma região de transição entre o Cerrado e o Pantanal, entre a última quinzena de novembro e início de dezembro, sempre no início da manhã e/ou final da tarde, geralmente após chuva. Nardi *et al.* (2007) constatou que o estresse ambiental influencia a revoada. Os autores verificaram, em *S. carvalhoi*, a produção de indivíduos com asas curtas (braquípteros) e com asas longas (macrópteros) e que essa diferenciação pode ocorrer devido as condições a que ninfas são submetidas durante o período de escassez hídrica. Ninfas que passaram grande parte do seu desenvolvimento em período seco, resultam na formação de adultos macrópteros, que saem em revoada, em busca de melhores condições ambientais e de alimentação. Amaral *et al.* (2018) capturou percevejos-castanhos a quatro metros de altura, em área de integração lavoura, pecuária e floresta.

Os percevejos castanhos exalam odor característico (semelhante ao de percevejos chamados de “maria fedida”), que muitas vezes permite a constatação de sua presença em áreas infestadas. Esse odor pode ser sentido fortemente em épocas de revoadas, ou quando a touceira do capim, já debilitado, é arrancada facilmente do solo, muitas vezes com ninfas e adultos presos, pelo aparato bucal, às raízes onde estão se alimentando.

Sintomas e danos

Os sintomas do ataque de percevejos-castanhos se iniciam com murchamento, seguido de amarelecimento e secamento das folhas, o que pode ocasionar a morte da planta (Oliveira *et al.*, 2000). Os danos ocasionados por percevejos-castanhos são decorrentes da sucção de seiva das raízes pelas ninfas e adultos, e injeção de saliva tóxica, sendo observados em reboleiras que, em altas infestações podem se juntar (coalescer). Em baixos níveis populacionais, o ataque de percevejo retarda o desenvolvimento da planta, mas quando em altas populações, causa a morte de touceiras da pastagem (Valério, 2006a) (Figuras 20 a 23).



Figura 20. Sintomas de danos de percevejos-castanhos em reboleiras amareladas.



Figura 21. Touceira morta – dano severo de percevejos-castanhos.



Figura 22. Pasto com danos de percevejos-castanhos.



Figura 23. Pasto com danos de percevejos-castanhos.

É comum observar áreas descobertas de vegetação, ou já infestadas por plantas daninhas, em reboleiras, ou na área toda, nos locais onde houve ataque. Em áreas de solos arenosos, os danos têm sido mais evidentes, assim como os relatos de ocorrência. Em solos mais argilosos, e cobertos por gramíneas mais bem nutridas as plantas suportam melhor o ataque, muitas vezes nem manifestando os sintomas característicos.

Não existem informações sobre o nível de dano econômico de percevejos-castanhos em pastagens. Normalmente, quando constatada a infestação, danos significativos já ocorreram (Valério, 2006a).

Para se ter certeza do ataque, pode-se fazer amostragem cavando o solo na bordadura da reboleira, entre o capim verde e o seco, até a profundidade de 60 cm, que é onde normalmente se concentra a maior parte da população em caso de infestação. Deve-se cavar diversos pontos amostrais, pensando em otimizar a amostragem e encontrar os insetos, já que o ataque é em reboleiras e corre-se o risco de não os encontrar de primeira. O solo proveniente da escavação pode ser colocado sobre lonas de coloração escura, para que até mesmo as ninfas, que são de coloração branca, possam ser observadas. A triagem do solo pode ser feita no local da amostragem, separando os insetos para confirmação de sua presença.

Métodos de controle

O percevejo-castanho é considerado uma praga de difícil controle, devido a sua capacidade de polifagia e a disponibilidade de hospedeiros, juntamente com a característica de se aprofundar no perfil do solo. Esses aspectos inviabilizam práticas culturais de controle de pragas, como rotação de culturas e preparo do solo. De acordo com Oliveira *et al.* (2000) o controle químico é pouco viável em razão de seus hábitos subterrâneos. Segundo Fernandes *et al.* (2004) inseticidas sistêmicos são normalmente utilizados, via tratamento de sementes ou pulverizados, mas são absorvidos e translocados para a parte aérea, deixando as raízes, onde os percevejos sugam, sem proteção.

O controle biológico com fungos, principalmente *Metharizium*, *Beauveria* e *Paecilomyces*, mostrou baixa eficiência, principalmente no campo (Malaguido; Oliveira; Sosa-Gomez, 2000). No entanto, Xavier e Ávila (2005) observaram dois isolados de *M. anisopliae* com potencial para serem empregados no controle de *S. carvalhoi* no campo. Em área de sistemas integrados, Torres *et al.* (2018) verificaram mortalidade de mais de 89% de ninfas e 98% de adultos, infectados naturalmente com o fungo *Ophiocordyceps myrmicarum* (Ophiocordycipitaceae: Hypocreales) (Figura 24), que pode ter um alto potencial para controle biológico de percevejos-castanhos, devido à alta taxa de infecção encontrada durante dois anos de avaliações. Existe também relato do controle de percevejos-castanhos com nematoides entomopatogênicos, porém não há informações sobre sua eficiência no campo (Fundação MT, 2005; Miranda, 2010).

O manejo do solo com correção e adubação também pode ter efeito sobre percevejos-castanhos, embora mais estudos sejam necessários. Em outras culturas, como soja e algodão, foi observado efeito apenas repelente causado pelo enxofre em *S. castanea* (Malaguido; Oliveira; Lantmann, 1999; Nascimento *et al.*, 2014).

Em pastagens, o manejo de percevejos-castanhos envolve a utilização preventiva de inseticida e a recuperação ou renovação das áreas atacadas, o que implica em maiores custos ao produtor. Outra forma seria a adoção, onde possível, de sistemas de integração Lavoura-Pecuária ou Integração Lavoura-Pecuária-Floresta para recuperação de pastagens. Nesses sistemas, com a correção e adubação do solo, em função do cultivo de plantas anuais a pas-



Foto: Fabricia Torres

Figura 24. Percevejo-castanho morto pelo fungo *Ophiocordyceps myrmicarum*.

tagem estaria com plantas mais vigorosas, sendo então menos sensíveis ao ataque de percevejos-castanhos (Valério, 2006a). Além disso, a utilização dos inseticidas químicos, normalmente demandados nos cultivos anuais, poderia proteger, de forma residual, a pastagem que é implantada na sequência. Picanço (2010) menciona que em áreas com infestação severa do percevejo-castanho, a utilização de culturas anuais durante um ou dois anos, com medidas preventivas (uso de inseticidas no sulco de plantio), contribui para reduzir a população deste inseto bem como os custos de implantação do pasto.

A diversificação de pastagens com a utilização de gramíneas resistentes é uma alternativa de baixo custo e fácil adoção (Valério, 2009a) e já muito difundida e utilizada no controle de cigarrinhas-das-pastagens. Esta poderia ser uma grande aliada no combate ao percevejo-castanho, porém não se tem informações sobre resistência de plantas forrageiras a essa praga. Um estudo inicial, em laboratório, verificou uma tendência de ninfas e adultos de percevejo-castanho em preferir *B. brizantha* cv. Marandu a outras gramíneas avaliadas (Medeiros *et al.*, 2015). Torres *et al.* (2020) avaliaram as cultivares

B. brizantha cvs. Marandu, BRS Piatã e BRS Paiaguás, *P. maximum* cvs. Massai, BRS Zuri e BRS Tamani e *A. gayanus* cv. Baeti, sendo que não houve preferência do percevejo-castanho por nenhuma delas, porém, verificaram que o capim andropogon avaliado sofreu menos dano de percevejo-castanho em solo arenoso de baixa/média fertilidade em comparação com as outras gramíneas forrageiras. Os autores afirmaram que, em solos arenosos, que geralmente são mais propensos a infestações de percevejos-castanhos, capins que se adaptam bem a esses solos, se desenvolverão melhor e terão, conseqüentemente, melhores condições de suportar o ataque dessa praga.

Lagartas

As lagartas são consideradas pragas ocasionais em pastagens (Valério, 2013), mas podem causar danos expressivos e rapidamente destruir o capim atacado caso não sejam tomadas medidas em tempo. De forma geral representam maior problema em pastagens em formação.

Duas espécies são associadas as pastagens: *Mocis latipes* (Guenée, 1852) (Lepidoptera: Noctuidae) e *Spodoptera frugiperda* (J.E.Smith, 1797) (Lepidoptera: Noctuidae). Características e danos dessas duas espécies serão apresentados de forma separada, mas o controle será de forma conjunta, após esses tópicos.

Outras lagartas que também podem ocorrer em pastagens são a *Elasmopalpus lignosellus* (Zeller, 1848) (Lepidoptera: Pyralidae) e, em área de produção de sementes, a *Helicoverpa armigera* (Hübner, 1805) (Lepidoptera: Noctuidae).

Mocis latipes

Distribuição e ocorrência

Conhecida como curuquerê-dos-capinzais ou lagarta-dos-capinzais, essa lagarta é tida como a mais importante em pastagens. Tem ampla distribuição geográfica, ocorrendo desde o Canadá até a Argentina, incluindo países como Cuba, Colômbia, Uruguai, Chile e Brasil (Alvarez; Sanchez, 1981; Cave, 1992; Teixeira; Townsend, 1997; Alarcón *et al.*, 2004; Claudino *et al.*, 2021).

No Brasil *M. latipes* está distribuída por todo o país, associada principalmente às gramíneas, incluindo, além das pastagens, milho, trigo, arroz e milho. Mas ataca outras culturas como alfafa, alface, café, feijão-caupi, soja e algodão (Gomez, 1998; Claudino *et al.*, 2021).

Características gerais

A lagarta *M. latipes* possui apenas dois pares de pernas posteriores e locomove-se como se estivesse medindo palmos sendo, por essa razão, conhecida em alguns locais como “*falso medidor de los pastos*” (Calderón; Varela; Quintero, 1981) (Figura 25).

De acordo com Alvarez e Sanches (1981) os ovos de *M. latipes* são arredondados, mas com a base plana, por onde ficam aderidos na superfície foliar. Possuem coloração variando do verde-oliva ao marrom à medida que se desenvolvem, apresentando manchas avermelhadas quando próximo à eclosão das larvas. São depositados em grupo ou individualmente, e o período embrionário dura de dois a três dias, podendo chegar, segundo Valério (1997), a 12 dias.



Foto: José Raul Valério

Figura 25. Curuquerê-dos-capinzais.

O período larval dura entre 14 e 22 dias, com seis instares (Alvarez; Sanches, 1981). Valério (1997) menciona período larval de 25 dias e lagartas de coloração verde-escura com estrias longitudinais castanho-escuras, limitadas por estrias amarelas, já totalmente desenvolvidas, quando medem em torno de 4 cm de comprimento. Conforme Alvarez e Sanches (1981), a cor das larvas varia em função de sua alimentação, a fim de mimetizar-se com a planta que ataca, localizando-se na superfície abaxial das folhas, paralelamente à nervura principal. Para estes autores, uma lagarta completamente desenvolvida pode medir entre 5 e 6 cm.

As lagartas de *M. latipes* não apresentam canibalismo, e podem ser encontradas juntas umas das outras.

A pupa é formada em um casulo frágil feito com fio de seda, entre as bordas da folha enrolada, ou coberta por pedaços de folhas, podendo durar até 14 dias. Em altas infestações, dada ausência de folhas da cultura principal, podem formar suas pupas nas folhas de plantas daninhas presentes (Alvarez; Sanches, 1981; Valério, 1997).

Os adultos são mariposas com asas acinzentadas, de envergadura de 3,5 a 4 cm (Figura 26). O abdome pode apresentar pontuações negras logo após a emergência. A longevidade fica em torno de 10 dias e o número de ovos produzidos por fêmea pode chegar a 437 em cinco dias (Alvarez; Sanches, 1981).



Figura 26. Mariposa de curuquerê-dos-capinzais.

Sintomas e danos

As lagartas de primeiro instar de *M. latipes* raspam as folhas, deixando a epiderme translúcida. Do segundo instar em diante, cortam inicialmente as bordas, consumindo toda a superfície foliar, deixando apenas as nervuras (Alvarez; Sanches, 1981).

A ocorrência e os danos causados por *M. latipes* estão mais associados a regiões mais quentes (temperatura em torno de 30°C), especialmente nas épocas de maior umidade. Assim, em épocas chuvosas e de calor exagerado, podem ocorrer surtos, com rápidos aumentos populacionais e grandes prejuízos econômicos (Claudino *et al.*, 2021). Por ter ocorrência cíclica, quando ocorrem surtos, as lagartas podem destruir totalmente as folhagens (Gallo *et al.*, 2002).

Spodoptera frugiperda

Distribuição e ocorrência

A lagarta-militar ou lagarta-do-cartucho-do-milho, como é conhecida, é originária das américas, tendo sido constatada também em outros continentes nos últimos anos, alimentando-se em mais de 350 espécies de plantas, como milho, arroz, sorgo, trigo e algodão, dentre outras (Cabi, 2020). Apesar de polífaga *S. frugiperda* tem preferência por gramíneas, sendo o milho a principal (Casmuz *et al.*, 2010).

No Brasil *S. frugiperda* é amplamente distribuída, atacando em todos os estados brasileiros.

Características gerais

A lagarta de *S. frugiperda* é facilmente reconhecida por ter um Y invertido na cabeça (Figura 27). Sua coloração varia de verde-clara a marrom-escura com listras longitudinais. Passa por seis instares larvais, alcançando, no último, 4,5 cm de comprimento. Em altas populações a lagarta de sexto instar pode assumir uma coloração preta. Possui quatro pares de pernas posteriores e é possível visualizar quatro pontos negros no último segmento abdominal (Cabi, 2020). Por apresentar canibalismo, raramente são vistas lagartas juntas.



Figura 27. Lagartas de *Spodoptera frugiperda*.

A fase larval dura de 12 a 30 dias (Gallo *et al.*, 2002), quando se transforma em pupa, no solo ou em restos vegetais (Valério, 2013). A pupa é menor que a lagarta de último instar, de cor marrom brilhante, e sua duração pode variar de 8 a 9 dias durante o verão, e de 20 a 30 dias nas baixas temperaturas do inverno (Cabi, 2020).

Os adultos são mariposas de aproximadamente dois centímetros de comprimento e 3,5 cm de envergadura (asas totalmente abertas) (Figura 28). As fêmeas têm asas anteriores cinzas e posteriores brancas e transparentes com bordo levemente escurecido. Os machos também são acinzentados, mas com duas áreas esbranquiçadas na asa anterior, uma no ápice e outra na região mediana da asa (Valério, 2013). A longevidade do adulto varia de 10 a 15 dias (Valério, 2013; Cabi, 2020), podendo chegar a mais de 20 dias quando as lagartas se desenvolveram em *P. maximum* (Murúa; Virla, 2004).

Cada fêmea é capaz de colocar de 1500 a 2000 ovos na face superior da folha (Gallo *et al.*, 2002), ou na face inferior, agrupados em massas que podem conter centenas de ovos (Sparks, 1979; Cabi, 2020). Os ovos são pequenos e amarelo-pálidos logo após a oviposição. Com o decorrer do desenvolvimento embrionário tornam-se amarronzados e eclodem em 2 a 4 dias (Cabi, 2020).



Figura 28. Mariposa de *Spodoptera frugiperda*.

O ciclo completo dura em torno de quatro semanas, mas pode chegar a 90 dias em períodos muito frios (Sparks, 1979), podendo ocorrer várias gerações ao longo do ano (Valério, 2013).

Sintomas e danos

As lagartas quando ainda pequenas raspam o limbo foliar e depois cortam a partir do centro, deixando buracos característicos nas folhas (Figura 29 a 31). Nos dois últimos instares consomem 85% do total que necessitam para completar a fase larval (Valério, 2013). Dependendo do nível de infestação, os ataques de *S. frugiperda* em pastagens podem provocar paralização do crescimento e morte das plantas (Casmuz *et al.*, 2010).

De acordo com Ribeiro e Castilhos (2018) a desfolha causada por lagartas reduz a interceptação de radiação solar pela forrageira, causando diminuição da fotossíntese e do seu crescimento, iniciando um processo de degradação da pastagem. Outro ponto apontado pelos autores é que a maioria dos nutrientes assimiláveis estão nas folhas e, com a redução da área foliar, conseqüentemente diminui a digestibilidade, o teor de nutrientes, e o peso seco da forragem produzida, podendo impactar a produção de carne e leite.



Figura 29. Folhas de braquiária com ataque inicial de lagartas (raspagem).



Figura 30. Área de pastagem com ataque inicial de lagartas.



Figura 31. Área de pastagem com ataque severo de lagartas *S. frugiperda* e *M. latipes*.

Métodos de controle (*M. latipes* e *S. frugiperda*)

Para um controle efetivo de lagartas em pastagens deve-se estar atento ao monitoramento. Vistorias devem ser feitas periodicamente, observando as folhas, as bainhas, os colmos, o solo e restos de palha na superfície. De acordo com Valério (2013) em áreas recém-cortadas, ou pastejadas, ou após a aplicação de fertilizantes nitrogenados, deve-se vistoriar com maior frequência e cuidado, uma vez que pode haver aumento populacional de lagartas, principalmente da lagarta-militar.

Pastagens em formação merecem atenção especial também, uma vez que podem sofrer muito mais com os danos provocados pelas lagartas em comparação com pastagens já estabelecidas.

Amostragens de lagartas em áreas de pastagens normalmente são feitas visualmente, vistoriando as plantas aleatoriamente. Não se tem um nível de controle estabelecido em pastagens, por essa razão recomenda-se que seja feito o quanto antes, quando as lagartas ainda estão em seus estágios iniciais. Nos primeiros instares as lagartas consomem menor quantidade de

material vegetal do que nos últimos instares e o controle realizado com foco nas lagartas ainda pequenas evita prejuízos maiores.

Alternativa de monitoramento considerada por Ribeiro e Castilhos (2018) é a amostragem de adultos, como é comumente realizada em outras culturas. Trata-se da detecção da presença de mariposas na área, que pode ser feita com feromônio sexual sintético liberado em armadilha adesiva do tipo Delta. Segundo os autores, a recomendação é de uma armadilha para cada cinco hectares de pastagem, devendo estas ficarem suspensas em forquilha a aproximadamente um metro do solo. A inspeção das armadilhas deve ser realizada uma vez por semana, substituindo-se o piso adesivo a cada inspeção. Este feromônio, para *S. frujiperda*, dura 30 dias no campo, devendo-se realizar a troca após este período. Ainda conforme os autores, pode-se usar atrativos alimentares em armadilhas do tipo McPhail. Neste caso uma solução de melação a 20%, apresenta eficácia na captura de adultos de *M. latipes*, devendo ser instalada uma armadilha por hectare, suspensa a 50 cm do solo, com 200mL da solução, sendo a inspeção e renovação da solução atrativa a cada 48 horas. Porém, com esse método, deve-se atentar para que, caso tenha presença de gado no pasto a ser monitorado, este pode danificar as armadilhas, inviabilizando o método.

Esse monitoramento de mariposas, no entanto, pode ser uma ferramenta bastante útil, uma vez que, sabendo que as mariposas estão presentes na área, e em breve surgirão os ovos, podem estes serem alvos de controle biológico com uso de parasitoides, predadores e produtos com ação ovicida. Ou ainda, em mais alguns dias, direcionar o controle para as lagartas recém-eclodidas, facilitando o reconhecimento do momento ideal de combate e diminuindo os prejuízos futuros, ocasionados por lagartas maiores.

O controle de lagartas em pastagens poderá ser feito utilizando inseticidas químicos, recomendados para pastagens, desde que respeitados o período de carência e reentrada de animais no pasto, o que varia de acordo com o produto escolhido. É importante ressaltar que muitas vezes o controle químico da praga se torna inviável em pastagens, tanto do ponto de vista econômico quanto ambiental, devido às grandes áreas normalmente estabelecidas com a cultura e conseqüentemente à grande quantidade de produto necessária nessas áreas.

O uso de produtos biológicos para controle de lagartas em pastagens é bastante indicado, sendo aqueles à base de *Bacillus thuringiensis* (Berliner, 1915) (Bacillales: Bacillaceae) um dos mais efetivos. Nesse caso não é necessária a retirada do gado da área, por serem produtos seletivos a estes animais. No entanto, deve-se atentar ao fato de existir diferença na suscetibilidade de *S. frujiperda* e *M. latipes* em relação às cepas utilizadas nas formulações comerciais desses produtos, o que torna esse tipo de controle mais efetivo quando utilizado contra a curuquerê-dos-capinzais. Segundo Pereira (2011) no caso de controle de *S. frujiperda* com *B. thuringiensis*, deve-se utilizar produtos formulados com a Bt aizawai (efetiva contra lagarta militar) ou utilizar doses maiores do produto.

O controle biológico também ocorre de forma natural pelos parasitóides e predadores presentes na área. São encontrados associados às lagartas em pastagens principalmente parasitóides dípteros e himenópteros, além de predadores como crisopídeos e vespas.

Outra forma de manejo de lagartas, é o uso de barreiras físicas ou químicas. Isso porque quando em níveis populacionais muito elevados, as lagartas migram de um local para outro à procura de alimento. Aproveitando o momento da migração, pode-se abrir valetas cortando o sentido migratório. De acordo com Valério (2013), dentro destas valetas, são colocados produtos inseticidas. Outra sugestão do autor é a utilização de rolo-faca, visando a destruição das lagartas. Além disso, concentrar animais nas áreas atacadas, para aproveitar o pasto antes que as lagartas o façam, também auxilia no manejo dessa praga.

Elasmopalpus lignosellus

A lagarta elasma é originária do continente americano, onde está amplamente distribuída. É uma praga polífaga, que ataca culturas de cereais, gramíneas e leguminosas, além de diversas plantas daninhas (Eppo, 2021). Viana (2009) menciona sua ocorrência em mais de 60 espécies de plantas e danos severos a culturas de importância econômica, como milho, trigo, arroz, amendoim, cana-de-açúcar, feijão, soja, algodão e sorgo. Seus danos são maiores em cultivos em solos arenosos (Gill; Capinera; McSorley, 2000).

Em gramíneas forrageiras é uma praga esporádica e maiores danos são observados em pastagens em formação. Segundo Valério (2009b) o risco será maior quando, após a semeadura, prevalecer período quente e seco, assim requerendo atenção redobrada em plantios antecipados e/ou tardios. Maiores danos são observados também, ainda conforme o autor, após queimadas.

É uma lagarta pequena, de 16 mm quando totalmente desenvolvida, após seis instares. Possui coloração amarelo-palha com listras vermelhas, tornando-se esverdeada, com anéis e listras vermelho-escuros, à medida que se desenvolvem. O período larval é altamente influenciado pela temperatura e varia de 17 a 42 dias (Viana, 2009). Um comportamento característico é que, quando perturbada, contorce-se e salta para trás (Valério, 2009b).

Até o terceiro instar vivem em um túnel de seda no solo ou sob restos vegetais, e alimentam-se de folhas e raízes. Após esse período perfuram o colmo da gramínea cavando um túnel no sentido apical da planta (Valério, 2009b). Essa formação do túnel provoca murchamento e seca das folhas centrais, destruindo a região de crescimento (Viana, 2009). Segundo Valério (2009b) esse sintoma é denominado “coração morto”, sendo responsável pela morte das plantas e a consequente redução do *stand*.

De acordo com Valério (2009b) outra característica desse inseto, é que a lagarta constrói um tubo de seda com partículas de solo (grãos de areia) externamente, que lhe serve de invólucro protetor. Este tubo permanece preso junto ao colmo, encobrindo a abertura feita pela lagarta, sendo em seu interior o local onde a lagarta transforma-se em pupa, de formato cilíndrico e coloração marrom-escura. Os adultos são pequenas mariposas alongadas de cor escura, tendo as asas dobradas sobre o corpo quando em repouso. As fêmeas ovipositam de 100 a 120 ovos durante o período de vida, mas podem produzir até 420 ovos. Duram em torno de 7-9 dias, porém machos e fêmeas virgens podem ter longevidade de até 38-42 dias (Viana, 2009).

Devido ao hábito do inseto de viver no interior do colmo ou no solo, o controle é difícil. A opção nesse caso é pelo controle químico logo que seja constatada infestação, para evitar maiores prejuízos. Devido aos danos no colmo serem permanentes, mesmo com o controle da lagarta, em muitos casos haverá necessidade de replantio da área (Valério, 2009b).

Helicoverpa armigera

A lagarta *H. armigera* é originária da costa do Mar Mediterrâneo (Fragoso, 2014), sendo considerada praga exótica em vários países. Está associada às inflorescências, frutos e sementes, mas também ataca colmos, hastes e folhas em algumas culturas (Cabi, 2020). Há registro de seu ataque em mais de 100 espécies de plantas, incluindo algodão, soja, sorgo, pastagens, girassol, milho, feijão, tomate, milheto, guandu, trigo, crotalária e nabo forrageiro, além de plantas daninhas como a buva (Embrapa, 2013; Mendes *et al.*, 2016).

Em pastagens, há apenas o relato exposto na Revista Cultivar (2014) sobre a detecção em áreas em frutificação, atacando sementes das forrageiras, após a colheita em áreas de lavouras próximas.

Ressalta-se a importância dessa praga em áreas de cultivo de pastagens para comércio de sementes. Deve-se estar atento, observando as áreas para detecção precoce de possíveis ataques, e tomada de medidas de controle enquanto os prejuízos não sejam tão grandes.

Dentre as características que separam *H. armigera* de outras lagartas, facilitando sua identificação, está a presença de tubérculos escuros no primeiro e segundo segmento abdominal da lagarta, caracterizando o formato de uma sela. Seu tegumento levemente coriáceo é outra característica diferencial, além do comportamento de defesa, se encurvando ao ser tocada (Matthews, 1999; Ávila; Vivan; Tomquelski, 2013; Czepak *et al.*, 2013).

O controle de *H. armigera* está disponível em diversas publicações, mas voltado para outras culturas, sendo que ainda não há registros de produtos químicos ou biológicos para uso em pastagens. Outras táticas de manejo, já descritas aqui para outras lagartas, poderão ser adaptadas caso sejam detectadas infestações consistentes em pastagens.

Cochonilhas

As cochonilhas que atacam capins são historicamente conhecidas como sendo da espécie *Antonina graminis* (Maskell, 1897) (Hemiptera: Pseudococcidae).

Porém, recentemente foi identificada uma nova espécie associada às pastagens no Brasil, a *Duplachionaspis divergens* (Green, 1899) (Hemiptera: Diaspididae) (Torres *et al.*, 2021).

Antonina graminis

Distribuição e ocorrência

A cochonilha-dos capins (Figura 32), como é conhecida a espécie *A. graminis*, ocorre em diversas regiões do mundo, que compreendem países como Austrália, Nova Zelândia, Etiópia, Estados Unidos, Índia, China, Japão, Colômbia, Cuba, Porto Rico e Brasil, dentre outros (Chada; Wood, 1960).

No Brasil, essa espécie foi detectada em 1944, na Bahia; mais tarde, em 1964, no Pará; e em 1966, no estado de São Paulo (Gabriel, 2017). De acordo com a autora essa praga está associada quase que exclusivamente às



Foto: José Raul Valério

Figura 32. Cochonilha-dos-capins *Antonina graminis*.

gramíneas, incluindo sorgo e arroz silvestre, embora mencione um relato de infestação em abacaxi no Havai.

Mais de 92 espécies de gramíneas foram consideradas hospedeiras, em 18 estados brasileiros, sendo as mais infestadas capim favorito (*Rhynchelytrum repens* [Wild.] C.E. Hubb), capim angola (*Panicum purpurascens* [Raddi]), capim de burro (*Cynodon dactylon* [L.]) e capim angolinha (*Eriochloa polystachya* Kunth) (Williams; Schuster, 1970). Posteriormente Gabriel (1982) relatou a ocorrência de *A. graminis* em capim pangola (*Digitaria decumbens* Stent), capim de Rhodes (*Chloris gayana* Kunth) e *B. humidicola*.

Características gerais

O potencial biótico de *A. graminis* é extremamente alto. De acordo com Chada e Wood (1960) cada fêmea pode produzir de 150 a 200 ninfas, por partenogênese, ou seja, sem a presença do macho. São três estádios ninfais, sendo apenas o primeiro deles móvel, que é responsável pela infestação de planta a planta. Após fixar-se, geralmente nas hastes a partir do coleto, ou sob as bainhas das folhas, nos nós das plantas, a ninfa passa a se alimentar e produzir uma secreção cerosa, que envolve seu corpo, inclusive na fase adulta. O ciclo completo pode durar até 70 dias, com cinco gerações anuais.

A fêmea é ápoda, de coloração vermelho-escura, medindo, quando adulta, 3 mm de comprimento por 1,5 mm de largura (Fonseca, 1967). São gregárias, podendo-se contar colônias de 50 ou mais indivíduos em um único nó. Dentre os fatores limitantes para seu desenvolvimento está a temperatura, sendo a faixa entre 24 a 29°C considerada ideal (Chada; Wood, 1960).

Além da disseminação planta a planta promovida pelas ninfas móveis de primeiro instar, a dispersão da cochonilha-dos-capins pode ser feita pelo vento, por maquinário utilizado nos tratamentos culturais, por animais e pelo homem, transitando entre locais infestados e não infestados (Chada; Wood, 1960).

Sintomas e danos

Os danos da cochonilha-dos-capins são decorrentes da sucção de seiva, tornando as folhas amareladas e murchas, evoluindo para posterior perda de capacidade de rebrota e seca. Um ataque sem o controle adequado pode, em 2 a 4 anos, causar o que se chama “geada dos pastos”, que deixa a pastagem com aspecto de geada, totalmente seca e improdutivo (Chada; Wood, 1960; Gabriel, 2017).

Observa-se que os danos da cochonilha são mais prejudiciais quando a deficiência de água é maior para as plantas. Ou seja, o ataque nos meses mais secos do ano, seca mais rapidamente a planta, causando também a morte das cochonilhas por falta de alimento (Chada; Wood, 1960). Além da estiagem, fatores como infertilidade do solo, espaçamento reduzido do capim e pastoreio intensivo agravam os danos (Gerson; Mescheloff; Dubitzki, 1975).

Métodos de controle

O controle de *A. graminis* no Brasil foi estabelecido após a introdução do parasitóide *Neodusmetia sangwani* (Subba Rao, 1957) (Hymenoptera: Encyrtidae), importado do Texas, em 1967 (Costa; Williams; Schuster, 1970). Hoje, acredita-se que esse inimigo natural possa estar espalhado por todo território nacional (Valério, 2013). Trata-se de uma microvespa que oviposita seus ovos dentro do corpo da cochonilha, preferencialmente quando estão no terceiro instar. As larvas do parasitóide eclodem dentro da cochonilha e se alimentam desta, impedindo a produção de ninfas e causando sua morte. Cada vespa é capaz de parasitar em média 6 cochonilhas, produzindo outras 35 vespas que irão continuar o ciclo de parasitismo. O controle exercido por *N. sangwani* vem sendo considerado o melhor e mais eficiente método de controle da cochonilha-dos-capins (Batista Filho; Costa; Hojo, 2017).

Algumas pesquisas com inseticidas químicos observaram uma certa eficiência no controle da cochonilha-dos-capins, mas chegou-se à conclusão de que o controle químico não é viável economicamente, além de não impedir reinfestações (Calza; Suplicy Filho; Nutti, 1969; Gallo *et al.*, 2002). De acordo com Gabriel (2017) inseticidas organofosforados sistêmicos em formulações granuladas podem controlar de forma razoável, mas com uso limitado a áreas menores, como campos de golfe.

Dentre as práticas culturais que podem minimizar o impacto de *A. graminis* ao pasto pode-se citar adubação, irrigação e evitar sobra de pasto.

Duplachionaspis divergens

Distribuição e ocorrência

A cochonilha *D. divergens*, recentemente encontrada infestando pastagens no Brasil (Torres *et al.*, 2021) tem sua origem na Índia, sendo relatada atacando 18 gêneros de gramíneas, em 18 países (Garcia Morales *et al.*, 2016).

D. divergens é encontrada infestando campos de cana-de-açúcar desde 1942 na Índia. Posteriormente foi encontrada na Colômbia, onde é chamada também de “piojo blanco”, Venezuela, Estados Unidos, Japão, Sri Lanka, Coreia, China, Austrália, Argélia, Egito, Taiwan, Tailândia, México e Brasil (Bustillo-Pardey, 2011; 2013; Pantaleón; China 2015; Garcia-Morales *et al.*, 2016; Caballero; Ramos-Portilla; Kondo, 2017; Monteiro *et al.*, 2019). Em gramíneas forrageiras foi relatada atacando algumas espécies dos gêneros *Andropogon*, *Sorghum*, *Digitaria*, *Paspalum*, *Panicum*, *Pennisetum* e *Setaria* (Evans; Hodges, 2007; Malumphy, 2012; Garcia Morales *et al.*, 2016). Ludwig e Bográn (2006) registraram sua ocorrência associada a gramínea ornamental *Miscanthus sinensis* Andersson.

Sua distribuição no Brasil ainda é desconhecida uma vez que foi relatada recentemente apenas em cana-de-açúcar, em São Paulo, em vasos experimentais em casa-de-vegetação (Monteiro *et al.*, 2019) e em pastagens, no Mato Grosso do Sul, atacando as gramíneas forrageiras BRS Ipyporã (híbrido de *B. brizantha* e *B. ruziziensis*); capim-elefante (*Pennisetum purpureum* Schum) cvs. Napier, Cameroon, Pioneiro, BRS Canará, BRS Kurumi e BRS Capiaçú, além de *P. maximum* cv. Aruanã (Torres *et al.*, 2021).

Características gerais

A fêmea de *D. divergens* é áptera, de coloração amarelada (Figura 33), mede 1,46 mm de comprimento por 0,64 mm de largura, e fica recoberta com uma camada de cera branca de formato oval (3 mm de comprimento), onde ficam protegidos os ovos (no máximo 130) até a eclosão das ninfas, que se dá de 8 a 9 dias após a oviposição. As ninfas de primeiro instar são móveis, fixando-



Foto: Fabricia Torres

Figura 33. Fêmea da cochonilha *Duplachionaspis divergens*, ainda sem a camada de cera branca.

se posteriormente onde permanecem se alimentando e se desenvolvendo até o estágio adulto. Essa fase dura em torno de 30 dias. O macho se difere da fêmea ainda na fase ninfal (Figura 34), quando aos sete dias de desenvolvimento formam-se em seu dorso franjas de cera e por ser alado quando adulto. Sua coloração é avermelhada. O ciclo completo dura em torno de 39 dias e podem ocorrer nove gerações por ano (Lastra; Gomes, 1997; Bustillo-Pardey, 2013).

Os ovos são de formato ovalado, pequenos e amarelados, e ficam sob a camada cerosa até a eclosão das ninfas. Não possuem opérculo, nem ficam aderidos ao substrato (folhas ou hastes da gramínea) (Figura 35).

Sintomas e danos

Os danos provocados por *D. divergens* em pastagens são decorrentes da sucção de seiva nas folhas (ou hastes) levando ao amarelecimento e secamento das partes atacadas (Torres *et al.*, 2021). Nas folhas aparecem manchas amareladas ou arroxeadas nos locais de alimentação e fixação das cochonilhas (Figuras 36 e 37).

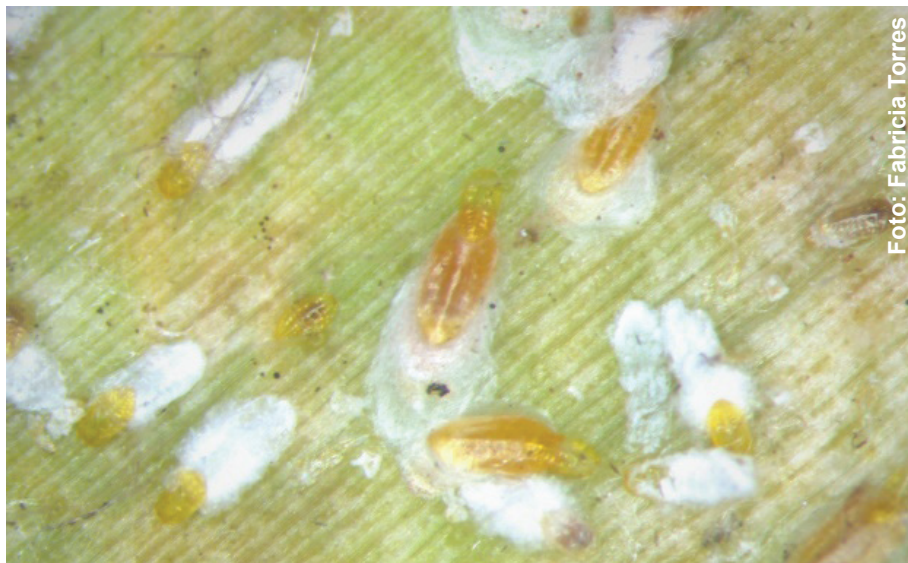


Foto: Fabricia Torres

Figura 34. Cochonilha *Duplachionaspis divergens*. Machos (à esquerda e menores) e fêmeas (ao centro e maiores)

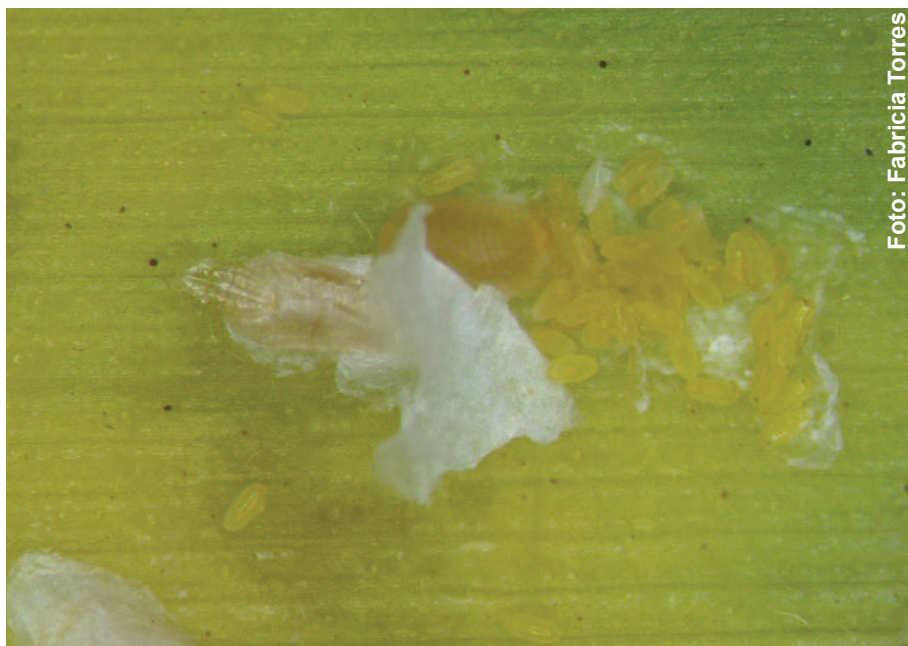


Foto: Fabricia Torres

Figura 35. Fêmea e ovos da cochonilha *Duplachionaspis divergens*.



Figura 36. Sintomas amarelados nas folhas, pelo ataque da cochonilha *Duplachionaspis divergens*.



Figura 37. Sintomas arroxeados nas folhas, pelo ataque da cochonilha *Duplachionaspis divergens*.

Sua fixação se dá principalmente na superfície abaxial das folhas, mas em altas infestações podem ser encontradas também nos caules (Bustillo-Pardey, 2013, Pantaleón; Chinaea, 2015), e na superfície adaxial das folhas (Torres, *et al.*, 2021) (Figura 38).

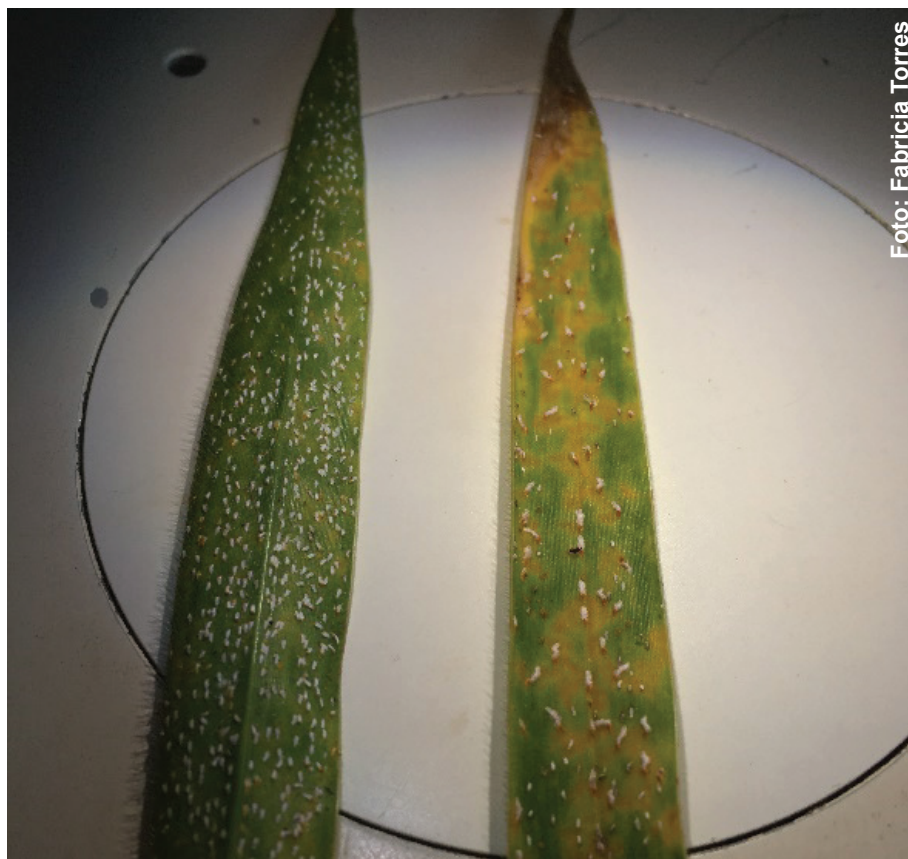


Figura 38. Infestação da cochonilha *Duplachionaspis divergens* nas faces abaxial e adaxial das folhas.

Pastos atacados por essa cochonilha ficam inicialmente com manchas amareladas (Figura 39 a 41), que posteriormente evoluem para secas (Figura 42 a 44). Os sintomas podem ser percebidos em forma de rebolências iniciais, que evoluem para área toda em infestações intensas. Torres *et al.* (2021) detectaram 60% de folhas infestadas em uma área de pastagem formada pela braquiária híbrida BRS Ipyorã, relatando danos visivelmente expressivos.



Foto: Fabricia Torres

Figura 39. Sintomas iniciais de ataque da cochonilha *Duplachionaspis divergens* em reboleiras amareladas no pasto.



Foto: Fabricia Torres

Figura 40. Sintomas iniciais de ataque da cochonilha *Duplachionaspis divergens* em reboleiras amareladas no pasto.



Foto: Fabricia Torres

Figura 41. Folhas com sintomas iniciais de ataque da cochoinha *Duplachionaspis divergens*.



Foto: Fabricia Torres

Figura 42. Touceira com danos de *Duplachionaspis divergens*.



Figura 43. Touceira com danos severos de *Duplachionaspis divergens*.



Figura 44. Pastagem com danos severos de *Duplachionaspis divergens*.

Métodos de controle

Por se tratar de uma praga de registro recente em pastagens, ainda não há controle estabelecido, nem químico, nem biológico ou cultural. Em outros países, na cultura da cana-de-açúcar, opta-se pelo controle natural, com uso de parasitoides himenópteros da família Aphelinidae, gênero *Encarsia* (Evans; Hodges, 2007; Bustillo-Pardey, 2011).

Uma alternativa que pode minimizar a infestação e os danos causados por *D. divergens* em pastagens pode ter relação com a altura em que o pasto é mantido. De acordo com Torres *et al.* (2022) pastagens mal manejadas, ou seja, com sobra de pasto, podem proporcionar ambiente mais adequado para o desenvolvimento da cochonilha *D. divergens*. Neste trabalho inicial os autores observaram uma correlação positiva entre a altura do capim e a infestação pela cochonilha, sendo constatado 12,5% de infestação quando o capim Ipyorã foi mantido a 15 cm de altura, 36,9% quando a 25 cm e 47,4% na maior altura (35 cm).

Cupins

Existem cerca de 3.176 espécies de cupins conhecidas pelo mundo e, segundo Constantino (2020) eram tradicionalmente classificadas como pertencentes a uma ordem separada (Isoptera), mas estudos mostraram que os cupins possuem semelhanças genéticas e moleculares com as baratas, e foram incluídos como parte da ordem Blattodea, sendo Isoptera uma infraordem ou epifamília. Porém, por serem um grupo claramente monofilético e o nome Isoptera estar bem estabelecido, essa terminologia é ainda aceita e pode ser usada para se referir a esses insetos.

A presença de cupins em pastagens, especialmente os de montículo, comumente está associada a áreas degradadas ou em processo de degradação, sendo os gêneros *Cornitermes* e *Syntermes* os mais encontrados. Segundo Valério (2006b) não há confirmação de danos diretos ocasionados por *Cornitermes* spp. em pastagens. Já o gênero *Syntermes*, que abriga em sua maioria espécies com ninhos subterrâneos, forrageiam gramíneas na superfície e podem causar sérios danos a estas.

Ocorrência e distribuição

O gênero *Cornitermes* tem distribuição neotropical (Canello, 1989), sendo as espécies mais comuns em pastagens *Cornitermes cumulans* (Kollar, 1832), *Cornitermes bequaerti* Emerson, 1952 e *Cornitermes silvestrii* Emerson, 1949. A espécie *C. cumulans* (Figura 45), é a mais comumente encontrada, sendo predominante nas pastagens na região Sudeste e, em parte, nas regiões Centro-Oeste, Sul e Nordeste do Brasil (Valério *et al.*, 2020). Outras espécies que podem ser encontradas também em pastagens são *Cornitermes ovatus* Emerson, 1952, *Cornitermes snyderi* Emerson, 1952 e *Procornitermes araujo* Emerson, 1952 (Canello, 1989; Czepak; Araújo; Fernandes, 2003).

A espécie *C. cumulans*, apesar de ser encontrada em outras culturas, é mais comum em áreas de pastagens, que, dada grande disponibilidade de alimentos, tornam-se ambiente bastante favorável ao seu desenvolvimento. Além disso, para essa espécie o habitat fica ainda mais apropriado em áreas intensamente pastoreadas, ou em pastagens mais velhas e menos mecanizadas (Valério, 2006b). Em pastagens, o termo “cupim-de-montículo” tem sido associado quase que exclusivamente a essa espécie (Valério *et al.*, 2020).



Figura 45. Cupim *Cornitermes cumulans*.

Syntermes spp. (Figura 46) é um gênero neotropical restrito às regiões de florestas e savanas da América do Sul, compreendendo 23 espécies, sendo que algumas são consideradas as maiores espécies de cupins do mundo (Constantino, 1995). Apesar de ocorrerem em níveis populacionais mais baixos em pastagens, representam uma ameaça em potencial, devido ao seu hábito alimentar de forragear na superfície, cortando folhas vivas, e à localização subterrânea de seus ninhos (Valério, 2006b; Valério *et al.*, 2020).



Foto: Fabricia Torres

Figura 46. Cupins do gênero *Syntermes* forrageando.

Características gerais

Os cupins do gênero *Cornitermes* constroem seus ninhos em forma de montículo, de forma bem semelhante para as três espécies mais comuns em pastagens (Valério, 2006b). Para edificação dos ninhos são necessários areia, silte e argila, em proporções adequadas. A argila, ou outro material salivar ou fecal é necessária para cimentar as partículas de solo, por isso, em áreas extremamente arenosas tem-se baixa ou nenhuma infestação (Valério *et al.*, 2020).

Apesar de muito semelhantes, algumas diferenças são encontradas nos ninhos das espécies de *Cornitermes*. *C. cumulans* têm ninhos de forma cônica e irre-

gular, de coloração semelhante à do solo onde se encontra, e medem entre 50 e 100 cm de altura (Figura 47). Já cupinzeiros da espécie *C. bequaerti* (Figura 48) podem apresentar ninhos com elevações cônicas de até 8 cm de diâmetro, as “chaminés”. Essas elevações ligam o exterior à câmara de celulose, que está normalmente no centro do cupinzeiro (Pupo, 1977). Nem sempre essas chaminés possuem protuberâncias, mas apenas orifícios discretos na porção mediana do cupinzeiro, fazendo lembrar um ninho de *C. cumulans*. Os ninhos de *C. silvestrii* são normalmente largos e baixos (Canello, 1989) e, quando arrancados inteiros, apresentam aspecto de cogumelo (Valério, 2006b). Em ambientes inundados, podem tornar-se mais altos do que largos para garantir a sobrevivência de seus indivíduos (Plaza; Carrijo; Canello, 2014). De acordo com Czepak, Araújo e Fernandes (2003), ninhos de *C. snyderi* possuem uma diferença importante em relação aos ninhos de outras espécies do gênero, uma vez que não apresentam câmara celulósica, local alvo para a maioria dos controles químicos recomendados para os cupins de montículo. Valério (1995) também ressalta a importância da ausência dessa camada celulósica para outras espécies menos encontradas em pastagens, impactando na forma de controle das mesmas.

Independente da espécie e diferenças entre os ninhos, esses ambientes são considerados abrigos para outros animais vertebrados ou mesmo invertebrados, até mesmo outros cupins, que nesse caso são chamados de inquilinos (Valério, 2006b).

O cupinzeiro passa por três etapas em seu desenvolvimento, sendo que inicialmente é totalmente subterrâneo. Depois, em uma etapa intermediária, surge uma pequena porção epígea e, no final, a terceira etapa é quando a maior parte do ninho está localizada acima da superfície do solo (Valério, 2006b). De acordo com este autor, para a maioria das espécies de montículo, no centro do ninho, onde fica concentrada a maior parte da colônia, é o local chamado de endoécio, câmara celulósica ou núcleo. Essa parte do ninho, ao contrário do restante que é duro e resistente, é bastante frágil e construída principalmente de celulose e material fecal, além de possuir coloração escura. A ligação com o exterior se faz através da base do ninho, por túneis e galerias. O ninho pode ser policálico, ou seja, ter conexões com outras unidades menores, chamadas unidades satélites, mas dominadas pelo mesmo casal real.



Foto: José Raul Valério

Figura 47. Ninho de *Cornitermes cumulans*.



Foto: Fabrcia Torres

Figura 48. Ninho de *Cornitermes bequaerti*.

Ninhos de *Syntermes* spp. (Figura 49) podem ocupar áreas enormes, assemelhando-se a ninhos de formiga “lava-pé” (*Solenopsis* spp.), porém muito maiores. Possuem terra firme na parte de cima, mas dos lados a terra é solta, ou se desfaz facilmente quando forçada. O interior do ninho é completamente mole, não diferenciando o endoécio, e possui muitas galerias, que ficam cheias de partículas grandes de gramíneas (Mariconi *et al.*, 1965). De acordo com Constantino (1995), o ninho de *Syntermes* spp. pode ser de três tipos: completamente subterrâneo, subterrâneo com um pouco de solo solto na superfície, e em forma de monte compacto.

Os cupins são insetos eussociais, com a colônia organizada em castas. Cada colônia tem um casal reprodutor (rei e rainha), que produz os ovos. As castas estéreis são formadas de operários e soldados, sendo os primeiros os que executam o trabalho e alimentam as outras castas. Os soldados cuidam da defesa da colônia. Podem existir ainda indivíduos reprodutores secundários (neotênicos), que podem substituir rei e rainha quando esses morrem. No início da estação chuvosa ocorre a dispersão para fundação de novas colônias. Indivíduos alados, os chamados siriris ou aleluias, fazem revoadas, mas poucos conseguem acasalar e fundar nova colônia (Constantino, 1999).



Foto: José Raul Valério

Figura 49. Ninho de *Syntermes* sp.

Sintomas e danos

Cupins do gênero *Cornitermes*, em especial *C. cumulans*, segundo Valério (2006b), mesmo em altas infestações, não causam danos diretos em pastagens. Sua alimentação é muito variada, tendo preferência, quando em pastagens, por sementes e folhas de gramíneas secas (Fernandes; Alves, 1992). Assim, de acordo com esses autores, os danos de *C. cumulans* em pastagens, quando em altas densidades, são a redução da área útil de pastejo, maior dificuldade para realização de tratamentos culturais no pasto, além de servirem de abrigo a animais peçonhentos e causarem depreciação da propriedade.

Em relação a esses danos indiretos, Valério *et al.* (2020) menciona que a redução da área útil das pastagens é questionável, uma vez que, sendo, em média, a área ocupada por cada cupinzeiro inferior a 0,5 m², mesmo com uma infestação de 200 cupinzeiros por hectare, a área útil reduzida seria de apenas 1%. De forma semelhante, Lima *et al.* (2011) verificaram apenas 0,1% de redução de área útil, com uma infestação média de 128 ninhos por hectare de *C. cumulans*, em pastagem de *B. brizantha* cv. Marandu. Esses autores verificaram ainda que a maior densidade de cupinzeiros não estava relacionada à acidez do solo e que a presença de cupinzeiros não foi indicadora de degradação química e biológica da pastagem e não esteve associada à alteração na dinâmica de resíduos da parte aérea de capim-marandu, mostrando que o aparecimento dos ninhos não é consequência da degradação da pastagem ou que esta não é um fenômeno natural induzido pela falta de controle da praga.

É importante mencionar ainda que, apesar dos possíveis danos indiretos, segundo Valério (2006b) os cupins podem ser até mesmo benéficos, sob o ponto de vista de fertilidade, aumentando a riqueza nutricional do solo. Valério *et al.* (2020) cita alguns trabalhos que confirmam que a riqueza nutricional do material do montículo de *C. cumulans* é superior à do solo ao seu redor.

Por outro lado, cupins do gênero *Syntermes* spp., apesar de menos frequentes, podem causar danos diretos em pastagens, pois cortam predominantemente folhas de gramíneas vivas, à semelhança das formigas-cortadeiras (Valério, 1995; 2006b). Segundo Constantino (1995), esses cupins costumam forragear a noite, picando as folhas em pequenos pedaços e carregando-os para o ninho. Czepak, Araújo e Fernandes (2003) relatam que algumas espécies do gênero *Syntermes* podem competir com o rebanho, especialmente no

período seco, pois seus indivíduos cortam e carregam grandes quantidades de folhas (secas e verdes) da forrageira. Devido a esse hábito forrageador, são comumente chamados de cupins-boiadeiros.

Métodos de controle

O controle de cupins de montículo em pastagens é feito principalmente através do uso de inseticidas químicos, que são introduzidos no cupinzeiro através de perfuração vertical que atinja a câmara celulósica. Segundo Valério (1995; 2006b) e Valério *et al.* (2020) a perfuração poderá ser realizada utilizando uma barra de ferro e uma marreta. Assim que for sentida uma parte mais macia, reduzindo a força necessária para perfurar, significa que o endoécio foi atingido. Os autores destacam que em ninhos que não se observam um núcleo típico (*C. silvestrii*) recomenda-se que a perfuração seja até a profundidade equivalente à sua altura. Nos orifícios conseguidos com a perfuração, aplicar produtos inseticidas registrados para uso em pastagens. Deve-se evitar colocar o produto nos canais de ventilação, pois dificilmente os cupins entrarão em contato com o mesmo, especialmente no caso da espécie *C. bequaerti* (canais de ventilação em forma de chaminés).

Já em caso de ninhos de *Syntermes* spp., que afloram à superfície, e não se constata facilmente um núcleo, recomenda-se medir a área ocupada pela porção do cupinzeiro na superfície (maior comprimento x maior largura), em seguida aplicar o inseticida por meio de perfurações feitas no cupinzeiro (uma perfuração para cada metro quadrado), atingindo cerca de 20 centímetros abaixo do nível do solo. O produto também poderá ser aplicado nos orifícios por onde transitam os cupins, após desobstruí-los (Valério, 1995; 2006b; Valério *et al.*, 2020).

Os produtos recomendados para controle de cupins em pastagens podem ser consultados no endereço eletrônico: <http://agrofit.agricultura.gov.br/>. Atualmente os principais ingredientes ativos usados para o controle de cupins em pastagens são fipronil, tiametoxam e lambda-cialotrina. Existem trabalhos que verificaram que é possível reduzir a dosagem recomendada pelo fabricante, implicando em diminuição de custo para o produtor e de contaminação ambiental. Valério *et al.* (1998) constataram mortalidade de 100% de cupinzeiros de *C. cumulans* com dose bem inferior a recomendada, de apenas 25 mg de ingrediente ativo (i.a.) por cupinzeiro (fipronil, formulação granulada, 2% i.a.).

Em outro trabalho verificou-se que foi possível diminuir a concentração do inseticida imidacloprid em até 157 vezes em relação às concentrações usualmente recomendadas quando associado aos fungos entomopatogênicos *M. anisopliae* e *B. bassiana*. Tal associação possibilitou elevado nível de controle dos ninhos grandes de *C. cumulans* (> 80%), com uma diminuição considerável no custo (Neves; Alves, 1999). Os autores consideram importantes os benefícios ecológicos advindos deste controle associado e uma alternativa na eliminação das colônias grandes desses cupins.

Os inseticidas biológicos, a base de fungos, como os mencionados no parágrafo anterior, mostram bons resultados também quando utilizados sem associação com químicos. Fernandes (1991) obteve mais de 90% de mortalidade de cupinzeiros de *C. cumulans* a campo com isolados dos fungos *M. anisopliae* e *B. bassiana* aplicados com polvilhadeira manual no interior dos ninhos, sendo *M. anisopliae* mais eficiente no verão e *B. bassiana* no inverno. Resultados de Toscano *et al.* (2010) sugeriram que o fungo *B. bassiana*, proporcionou 80% de mortalidade de *C. cumulans* quando aplicado em cupinzeiros de tamanho pequeno.

Outra forma de controle possível é a utilização de implementos agrícolas para destruição mecânica do cupinzeiro. Valério (1995; 2006b) menciona os implementos chamados “broca cupinzeira” e, posteriormente em nova versão, a “demolidora de cupins”, que foram desenvolvidos para destruição dos cupinzeiros. A eficiência desse tipo de controle é bastante alta nos casos onde se consegue a completa penetração do implemento no solo, ocasionando destruição total do ninho, não havendo, neste caso, a necessidade de se utilizar produtos inseticidas. Valério *et al.* (1998) obteve de 90 a 100% de mortalidade de cupinzeiros de *C. cumulans* quando houve completa penetração da “broca cupinzeira” no solo e com mais de uma perfuração por ninho. É indicado fazer a recuperação do pasto após a remoção dos cupinzeiros, porém, em infestações por *Syntermes* spp. práticas de recuperação por si só não eliminam os ninhos subterrâneos, sendo necessário aplicar inseticida antes da mecanização do solo.

Apesar de muitos optarem pelo controle dos cupins de montículo, em especial os do gênero *Cornitermes*, não se sabe ao certo seu benefício à produção de forragem. Nesse sentido, Czepak, Araújo e Fernandes (2003) e Valério *et al.* (2020) mencionaram que, em 1974, um trabalho de Cosenza e Carvalho mostrou que a eliminação do cupim de montículo em uma área de

pastagem com densidade média de 170 cupinzeiros por hectare, não alterou a produção de matéria seca, nem a qualidade da pastagem, ou a cobertura vegetal.

No entanto, quando a infestação é de cupins dos gêneros *Syntermes* a preocupação deve ser maior, uma vez que, como já mencionado, são forrageadores e possuem ninhos subterrâneos, que dificultam a localização do ataque e o controle. Por essa razão, para se conhecer o impacto que os cupins podem provocar em uma área de pasto, é de extrema importância verificar quais espécies estão presentes, conforme alertado por Czepak, Araújo e Fernandes (2003).

O gênero *Syntermes* é considerado uma das pragas mais importantes e devastadoras em eucaliptais (Wilcken; Raetano; Forti, 2002). Ao mesmo tempo em que essa praga é preocupante para a cultura do eucalipto, que avança cada vez mais sobre áreas anteriormente ocupadas por pastagens, e sendo estas propícias ao desenvolvimento de suas populações, deve-se estar atento também ao avanço dos sistemas integrados de cultivo que incluem o componente florestal. Os ambientes proporcionados pela integração da cultura do eucalipto com a pastagem, poderão fornecer condições ótimas de desenvolvimento de espécies de *Syntermes*, necessitando atenção redobrada.

Formigas cortadeiras

As formigas cortadeiras, representadas pelos gêneros *Atta* (saúvas) e *Acromyrmex* (quenquéns), são pragas importantes em pastagens, especialmente em áreas de implantação.

Ocorrência e distribuição

As formigas dos gêneros *Atta* e *Acromyrmex* (Hymenoptera: Formicidae) possuem ampla distribuição geográfica, ocorrendo em todo o continente americano, exceto no Canadá, algumas ilhas da América Central e no Chile (Mariconi, 1970).

Dentre as saúvas (Figura 50), estão associadas exclusivamente às gramíneas, *Atta capiguara* Gonçalves, 1944, *Atta bispaherica* Forel, 1908,



Foto: José Raul Valério

Figura 50. Formiga saúva.

Atta goiana Gonçalves, 1942 e *Atta vollenweideri* Forel, 1893. A espécie *A. laevigata*, que corta tanto monocotiledôneas quanto dicotiledôneas, aparece também causando danos em pastagens. Já para as quenquéns, poucas são especializadas em corte de gramíneas, sendo *Acromyrmex heyeri* Forel, 1899, *Acromyrmex lobicornis* Santschi, 1933, *Acromyrmex lundi* (Guerin-Meneville, 1838) e *Acromyrmex striatus* (Roger, 1863), *Acromyrmex balzani* Emery, 1890 e *Acromyrmex landolti* (Forel, 1885) espécies que as cortam, mas não exclusivamente (Batista; Fonseca-Filho; Loureiro, 1985; Forti; Boaretto, 1997; Castellani *et al.*, 2007). De acordo com Valério (2013) *A. bisphaerica* (saúva-mata-pasto) e *A. capiguara* (saúva parda) são mais associadas às pastagens.

Características gerais

As formigas cortadeiras fazem parte do grupo das formigas cultivadoras de fungo (Formicidae, Myrmicinae). A associação com esses microrganismos se

dá para obtenção do alimento que necessitam. Assim, as folhas cortadas são carregadas para dentro do ninho para servirem de alimento ao jardim de fungos que cultivam.

Saúvas e quenquéns podem ser distinguidas pela sua morfologia e pelo aspecto dos ninhos. De acordo com Justi Jr. *et al.* (1996) e Gallo *et al.* (2002), as saúvas possuem formigueiros grandes, com monte de terra solta (Figura 51), as operárias medem 12-15 mm de comprimento e possuem três pares de espinhos dorsais. Já os formigueiros de quenquéns são pequenos, as operárias medem 8-10 mm e apresentam quatro a cinco pares de espinhos dorsais.

Outra diferença que pode ser notada é que os ninhos de quenquém não têm monte de terra solta, mas possuem restos vegetais cobrindo as aberturas dos olheiros, dificultando a entrada e localização do formigueiro (Figura 52).

Sintomas e danos

Os danos de formigas cortadeiras em pastagens podem ser bastante severos, especialmente em pastagens em formação. Ao cortar as folhas e carrear



Figura 51. Formigueiro de saúva.



Figura 52. Olheiro de formigueiro de quemém.

para seus ninhos ocasionam a morte da plântula, que ainda não tem capacidade de rebrota. Já se o ataque for em plantas desenvolvidas o corte é feito nas folhas, brotos, talos e ramos secundários (Picanço, 2010). A espécie *A. capiguara* é considerada um dos insetos que mais causam danos em pastagens, competindo com o gado pelo capim e reduzindo consideravelmente a capacidade dos pastos (Batista *et al.*, 1985).

As formigas são seletivas quanto ao material vegetal que cortam. Há relatos de preferência por gramíneas como *A. gayanus*, *Hyparrhenia rufa* (Ness) Stapf., *Paspalum notatum* Flüggé, *Pennisetum clandestinum* Hochst. & Chiov., *Setaria anceps* Stapf ex Massey e *P. maximum*. Outras podem ser menos infestadas e forrageadas por formigas cortadeiras, como *B. decumbens*, *B. humidicola*, *B. brizantha* e *Melinis minutiflora* P. Beauv. (Lapointe; Serrano; Villegas, 1993; Lapointe; Serrano; Corrales, 1996; Oliveira *et al.*, 2002; Valério, 2013).

O forrageamento de formigas cortadeiras em pastagens leva à várias consequências, sendo a principal a redução da quantidade da gramínea para o gado. A atividade de nidificação e de construção de trilhas diminui a área do pasto e a fertilidade do solo, além do risco de acidentes com animais ou maquinários agrícolas devido à presença dos ninhos, a ocorrência de espé-

cies de plantas indesejáveis nestes e a desvalorização das pastagens com presença dessas espécies de formigas (Ramos, 2005).

A competição com o gado é detalhada em trabalho de Amante (1967), quando verificou que dez colônias de saúva parda por hectare consomem aproximadamente 52,5 kg de capim por dia. A presença de formigas cortadeiras na área faz ainda que o gado evite locais onde elas estão cortando, gastando mais energia para procurar local para se alimentar. Além disso, os espinhos dorsais presentes nas formigas causam irritação na língua do gado, o que faz com que este diminua o forrageamento em áreas de alta densidade de colônias (Fowler; Saes, 1986).

Apesar dos danos, Ramos (2005), citando Holldobler e Wilson (1990) afirma que, em pastagens, as formigas cortadeiras também cumprem função relevante comportando-se como consumidores primários, cortando partes de plantas, o que gera mudanças nas comunidades vegetais, e no fluxo de energia das pastagens, por explorarem recursos alimentícios temporais.

Cabe ressaltar a importância desses insetos e seus danos a algumas graminéas forrageiras, como o capim andropogon e, principalmente, às plantas recém-emergidas da pastagem que está sendo formada, merecendo devida atenção em caso de infestação (Valério, 2013). De acordo com Picanço (2010) o nível de dano para formigas cortadeiras em pastagens é de um formigueiro adulto (> 30 m² de terra solta) por hectare.

Métodos de controle

O controle de formigas cortadeiras deve ser preventivo, visando o combate as colônias existentes nas áreas onde as pastagens serão estabelecidas, ou seja, antes mesmo da derrubada da vegetação original (Valério, 2013). Deve-se ainda fazer acompanhamento da área após a semeadura e início da emergência das plântulas.

A maneira mais eficiente de controle é o uso de iscas formicidas granuladas e microgranuladas, a depender da espécie de formiga. Iscas tóxicas são compostas de um substrato fortemente atrativo às formigas, impregnado de um ingrediente ativo inseticida e devem ser distribuídas ao lado das trilhas e do ninho, evitando interrompê-las, e em período seco, para evitar sua decompo-

sição antes de ser carregada para dentro do formigueiro. Segundo Justi Jr. *et al.* (1996), sua ação se dá predominantemente nas formigas jardineiras, que ao limpar e fragmentar os grânulos para a disposição junto ao fungo, intoxicam-se e morrem, levando a colônia ao colapso pela falta de alimento. Dessa forma, a isca formicida é capaz de eliminar o ninho em alguns dias.

Existem outras formulações com inseticidas químicos indicadas para controle de formigas em pastagens. No site do Ministério da Agricultura (<http://agrofit.agricultura.gov.br/>) estão disponíveis diversos produtos registrados para esse fim, principalmente à base do ingrediente ativo fipronil. Uma das formas recomendadas e bastante utilizadas desse produto é via tratamento de sementes.

Outra forma de combate às formigas cortadeiras é via termonebulização, segunda prática mais eficiente depois da isca granulada, embora seu uso ainda seja bastante restrito (JUSTI JR. *et al.*, 1996). Essa prática consiste em introduzir no ninho o inseticida líquido transformado em fumaça, utilizando um equipamento termonebulizador. Deve-se aguardar até que todos os olheiros estejam soltando fumaça, daí retirar o tubo aplicador e vedar o olheiro em que foi aplicado. Caso algum olheiro não tenha saída de fumaça, a operação deverá ser repetida na região deste olheiro. Essa técnica tem ação imediata e contamina as formigas por contato com a fumaça tóxica e por ingestão do fungo, também contaminado por esta. A termonebulização é recomendada para áreas grandes e com muitos formigueiros, a fim de compensar o custo dispendido com equipamento e mão-de-obra (são necessárias duas pessoas, uma para aplicar e outra para verificar os olheiros). De acordo com Anjos, Della Lucia e Mayhé-Nunues (1998) e Zanetti *et al.* (2008), a termonebulização tem sido utilizada com sucesso em cultivos de eucalipto, sendo mais efetiva até mesmo que as iscas formicidas. Isso se deve principalmente ao fato de poder ser realizada em qualquer época do ano, em terrenos encharcados ou secos, além de não requerer o preparo e medição dos formigueiros.

Existe ainda a possibilidade de uso de polvilhadeira para aplicação de inseticida na formulação em pó. Esse método é mais eficiente em áreas pequenas e também deverá ser realizado em clima seco, com baixa umidade e em formigueiros de até 2,5 m de profundidade.

De acordo com Ramos (2005), das espécies de saúvas que ocorrem no território brasileiro, *A. capiguara* é a que apresenta maior dificuldade de controle. As iscas

tóxicas existentes, por exemplo, frequentemente produzem resultados insatisfatórios, devido ao baixo poder atrativo que exercem sobre as operárias. Ademais, devido as grandes profundidades que normalmente se encontram seus ninhos, ficam mais protegidas contra a ação do homem e de inimigos naturais.

Outros métodos de controle incluem o mecânico, que consiste na destruição direta do formigueiro, que deve ser feita em ninhos jovens, de até quatro meses de idade, pois os antigos são profundos, tornando inviável sua escavação e remoção. Deve-se escavar até encontrar e matar a rainha. Também há a opção do controle cultural, com a aração ou gradagem. Essas práticas também deverão ser realizadas até quatro meses de idade do formigueiro. Porém, de acordo com Lapointe (1993), a destruição através de maquinário é considerada cara e com baixa eficiência.

O controle biológico de formigas cortadeiras é feito de forma natural, por cupins e aves que se alimentam destas, principalmente durante as revoadas para acasalamento e fundação de novas colônias. Além disso, existem outros insetos, como o besouro predador *Canthon virens* Mannerheim (1929) (Coleoptera: Scarabaeidae). De acordo com Araújo *et al.* (2015), esse predador, comumente encontrado em áreas de cerrado do Brasil, decapita as fêmeas de saúvas assim que elas aterrizam ao solo após a revoada, levando-as para alimentar suas larvas.

Outros agentes de controle biológico de formigas cortadeiras foram listados por Wilcken e Berti Filho (1994). Dentre os predadores, outros coleópteros como *Taeniolobus sulcipes* (Chaud, 1855) e *Canthon dives* (Harold, 1868), o percevejo *Vescia agrensis* Seabre & Hathaway, 1942 e as formigas predadoras *Nomanyrmex esenbecki* (Westwood, 1842), *Nomanyrmex hartigi* (Westwood, 1842), *Paratrechina fulva* (Mayr, 1862) e *Solenopsis* spp. Westwood, 1840. Há menção ainda do ácaro predador *Pyemotes tritici* (Lagrèze-Fossat, 1851), além de rãs, sapos, pássaros, cobras, lagartos, tamanduás e tatus. Dentre os parasitoides, os autores mencionam diversos dípteros, como *Apocephalus* spp. Coquillett, 1901, *Homalophora attae* Borgmeier, 1958, *Myrmosicarius* spp. Borgmeier, 1928, *Neodohrniphora* spp. Malloch, 1914 e *Procliniella hostilis* Borgmeier, 1925.

O controle microbiano com os fungos *B. bassiana* e *M. anisopliae* pode ser uma opção, pois têm potencial para combater algumas espécies de *Atta* e *Acromyrmex* (Wilcken; Berti Filho, 1994; Gallo *et al.*, 2002).

Percevejo-das-gramíneas

Ocorrência e distribuição

O termo “percevejo-das-gramíneas” está associado à diversas espécies do gênero *Blissus* (Hemiptera: Blissidae), encontrado em quase todo o mundo, e de forma endêmica no Brasil. Segundo Valério, Reis e Lima (2015) existe grande similaridade entre suas espécies, o que torna a identificação bastante difícil.

No Brasil, o primeiro registro do gênero foi em 1945, com a ocorrência de *Blissus bosqi* Drake, 1940, na gramínea *Stenotaphrum americanus* Schrank no Rio Grande do Sul (Costa, 1945). Posteriormente, acreditava-se que *Blissus leucopterus* (Say, 1832), uma das espécies mais citada em nível mundial, havia chegado ao país (Reis; Costa; Lobato, 1976).

Essa espécie, de acordo com Valério, Reis e Lima (2015), é considerada praga importante em várias culturas nos EUA, como trigo, cevada, sorgo, milho, pastagens e gramados, sendo conhecido como “*chinch bug*”, juntamente com suas subespécies e outras espécies do gênero. Na Colômbia e Cuba, *B. leucopterus* é tido como praga de trigo e sorgo, respectivamente. No Brasil, embora tenha sido relatada como praga introduzida, posteriormente esse fato não se confirmou. Os mesmos autores descrevem o histórico da identificação errônea dessa espécie, quando do primeiro registro da praga no país, em 1975, por Reis, Costa e Lobato (1976) no estado de Minas Gerais, e da confirmação de que se tratava, na verdade, da espécie *Blissus antillus* Leonard, 1968. Tal confirmação ocorreu com exemplares coletados em Mato Grosso do Sul, em 1996, em capim Tangola. Essa espécie também foi relatada por Fazolin *et al.* (2009) em plantas de *Cynodon*.

Outra espécie, *Blissus pulchellus* A. L. Montandon, 1893, foi registrada no Brasil por Fidelis *et al.* (2021a), após observação de ocorrências, a partir de 2015, em pastagens de *B. brizantha*, *B. ruziziensis* e *P. maximum* cv. Mombaça, cultivadas no estado de Roraima.

A época de maior ocorrência no Brasil, relatada por Ohashi *et al.* (1980), é nos meses de outubro e novembro e a planta hospedeira preferida desses insetos é gramínea *B. arrecta* (Tanner Grass). De acordo com Gallo *et al.* (2002), esses insetos são prejudicados por baixas temperaturas e excesso de chuva, sendo maiores as infestações em anos mais secos.

Características gerais

São insetos pequenos, medindo, os adultos, de 3 a 3,5 mm de comprimento por 1 mm de largura (Valério, 2000). *B. antillus* e *B. pulchellus* são bastante semelhantes em tamanho, mas menores que *B. leucopterus* e outras espécies do gênero (Fidelis *et al.*, 2021a). Possuem corpo negro e asas brancas com duas pequenas manchas pretas laterais e pernas vermelho-amareladas, podendo ocorrer tanto com asas longas (macrópteros), quanto com asas curtas (braquípteros). Os ovos são alongados e ligeiramente curvos, com extremidades arredondadas, de coloração branca, tornando-se avermelhados quando próximo à eclosão das ninfas. Passam por cinco instares ninfais, tendo o primeiro e segundo, coloração vermelha-brilhante com uma faixa dorsal branca na região anterior do abdome. O terceiro instar é alaranjado, apresentando o início das tecas alares. O quarto instar é marrom-alaranjado e o quinto, negro (Valério, 2000) (Figuras 53 e 54).



Foto: Elisângela Fidelis

Figura 53. Ninfas de *Blissus pulchellus*.



Foto: Elisângela Fidélis

Figura 54. Adulto de *Blissus pulchellus*.

Os ovos são colocados nas bainhas das folhas basais ou em fendas no solo, próximo às raízes, sendo, em média, vinte ovos por dia, por fêmea, ao longo de duas a três semanas. Ao eclodirem, o que ocorre após uma a quatro semanas, as ninfas iniciam a alimentação, ficando, assim como os adultos, em colônias nas bainhas das folhas (Figura 55), onde sugam a seiva da planta. O ciclo de ovo a adulto tem duração de aproximadamente 90 dias (Valério, 2000; Gallo *et al.*, 2002; Valério; Reis; Lima, 2015; Fidelis *et al.*, 2021a).



Foto: Elisângela Fidélis

Figura 55. Ninfas e adultos de *Blissus pulchellus* em colônias nas bainhas das folhas.

Sintomas e danos

Devido a sucção de seiva, a planta torna-se inicialmente murcha, amarelada e pode morrer, sendo os sintomas facilmente confundidos com os de estresse hídrico (Figuras 56 e 57). Os danos geralmente ocorrem em reboleiras onde o centro do capim se apresenta já seco e dificilmente se recupera, e, quando isso não ocorre, observa-se um retardamento do crescimento das plantas (Gallo *et al.*, 2002; Fazolin *et al.*, 2009; Valério; Reis; Lima, 2015).

Segundo Valério, Reis e Lima (2015) tanto as ninfas quanto os adultos causam danos pela sucção de seiva tanto do floema quanto do xilema.

Os prejuízos causados por percevejos do gênero *Blissus* tinham importância econômica muito maior nos EUA, onde são considerados pragas sérias em várias culturas de cereais, pastagens e gramados. No Brasil, esses insetos foram pouco estudados e, a princípio, restringiam-se apenas as gramíneas forrageiras Tanner grass, Angola e Tangola (Valério; Reis; Lima, 2015). *B. antillus*, por exemplo, dizimou mais de 800 ha estabelecidos com capim Tangola, em período inferior a dois anos, no Mato Grosso do Sul (Valério; Vieira; Valle, 1999). Contudo, após a publicação de Fidelis *et al.* (2021a), relatando a ocorrência e os prejuízos causados



Figura 56. Dano de *Blissus pulchellus*.



Figura 57. Pasto com dano severo de *Blissus pulchellus*.

por *B. pulchellus* em Roraima, a partir de 2015, esse cenário pode ter mudado. Tal espécie foi encontrada em altas populações em *B. brizantha* cv. Marandu, levando à morte da forrageira e degradação do pasto. A praga foi ainda encontrada em *B. ruziziensis*, *P. maximum* cv. Mombaça, arroz e milho, podendo ser disseminada para outros estados e se tornar uma importante praga das pastagens.

Métodos de controle

Devido sua localização na planta ser quase sempre sob as bainhas das folhas, o controle é difícil. A rotação de culturas é uma prática que ajuda na redução das populações, além de poderem ser aplicados inseticidas registrados para uso em pastagens, bem como o fungo *B. bassiana* que, conforme dados de Fidelis *et al.* (2021b) pode chegar a uma eficiência de controle de 80% sete dias após aplicação. Porém, o mais recomendado é o uso de plantas resistentes, que já é realidade nos EUA, onde existem estudos há mais tempo (Reinert; Chandra; Engelke, 2011; Valério; Reis; Lima, 2015; Milla-Lewis *et al.*, 2017; Fidelis *et al.*, 2021a). No Brasil, trabalho de Simon *et al.* (2021), ao avaliar oito cultivares de gramíneas verificou resistência moderada a alta em *A. gayanus*, *P. maximum* cv. Zuri e cv. Mombaça, *B. brizantha* cv. Marandu e *B. humidicola*, enquanto *B. ruziziensis*, *B. brizantha* cv. Paiaguás e cv. Piatã foram consideradas altamente suscetíveis.

Além disso, o potencial do controle biológico com predadores e parasitóides é mencionado também. Ninfas de um ácaro parasita, identificado como *Leptus* sp. Latreille, 1795 (Parasitengona: Erythraeidae) foram encontradas regularmente atacando ninfas e adultos do *B. antillus*, além do parasitóide de ovos, *Eumicrosoma* sp. (Hymenoptera: Scelionidae) (Coracini; Samuels, 2002).

Pulguinha-do-arroz

Ocorrência e distribuição

Pulguinha-do-arroz é o nome comum dado ao besouro *Chaetocnema* sp. Stephens, 1831 (Coleoptera: Chrysomelidae) em pastagens (Santos; Andrade; Moura, 2020). Trata-se de uma praga recentemente registrada por esses autores atacando pastos no Brasil. De acordo com Loesch (2011) também é atribuído a esses besouros o nome “pulga saltona”, devido ao seu comportamento de voos ligeiros e curtos.

Coleópteros do gênero *Chaetocnema* são cosmopolitas, abrangendo cerca de 440 espécies, de maior ocorrência nas regiões Afrotropical e Neotropical (Konstantinov *et al.*, 2011)

Um outro coleóptero com características e danos semelhantes foi relatado por Valério (2013). O autor menciona que este pertence à família Chrysomelidae, subfamília Eumolpinae, e, provavelmente, ao gênero *Metachroma*.

Características gerais

O gênero *Chaetocnema* é representado por besouros pequenos de até 2 mm de comprimento, arredondados, pretos, lisos e brilhantes, com fêmures posteriores dilatados, adaptados para saltos. As fêmeas colocam os ovos no solo, na base das plantas. As larvas medem cerca de 5 mm de comprimento, têm coloração esbranquiçada e são filiformes, as pupas permanecem no solo até a emergência dos adultos (Gallo *et al.*, 2002).

Possuem hábito polífago, sendo que os adultos se alimentam da epiderme das folhas e as larvas das raízes (Gallo *et al.*, 2002) (Figura 58). Além de pastagens, seu ataque já foi registrado em muitas culturas, incluindo arroz, milho, sorgo, cana-de-açúcar, trigo e batata-doce (Fazolin; Silva, 1996; Cook; Weinzierl, 2004; Bunn; Alston; Murray, 2015; Santos; Andrade; Moura, 2020).



Figura 58. Adulto de pulguinha-do-arroz.

Sintomas e danos

De acordo com Santos, Andrade e Moura (2020) em pastagens, insetos adultos causam danos expressivos em plântulas na fase inicial de desenvolvimento, ou seja, em pastagens em formação. O ataque também pode ocorrer em plantas mais velhas, embora seus danos não causem maiores problemas.

Pouco se sabe sobre o dano provocado pela larva (Cook; Weinzierl, 2004), mas o do adulto é decorrente da raspagem das folhas, que forma posteriormente pequenos orifícios decorrentes da sua alimentação (Figuras 59 a 61). Segundo Santos, Andrade e Moura (2020) os primeiros sinais de ataque são observados de sete a 14 dias após a semeadura do capim ou de três a sete dias após a emergência das plântulas ou das brotações, no caso de capins plantados por mudas. A raspagem é feita no sentido longitudinal da folha e as deixa com aspecto esbranquiçado. Ainda segundo os autores os danos diminuem a capacidade de fotossíntese da planta em uma fase crítica do seu desenvolvimento, podendo levar a morte, dependendo da intensidade de perda de área fotossintética.



Foto: Bruno Barbosa Amaral

Figura 59. Folhas com danos de pulguinha-do-arroz.



Foto: Fabricia Torres

Figura 60. Pulguinha-do-arroz e danos em folha de braquiária.



Foto: Fabricia Torres

Figura 61. Danos de pulguinha-do-arroz em folhas de *Panicum maximum*.

De acordo com Cook e Weinzierl (2004), em milho, os adultos podem ainda transmitir uma bactéria patogênica *Erwinia stewartii* (Smith, 1898) Dye, 1963, que causa a murcha bacteriana ou a doença de Stewart. Em pastagens ainda não se tem informações a esse respeito.

A fase crítica do ataque ocorre 2 a 3 semanas após a emergência dos capins e, após esse período os insetos desaparecem e as plantas perfilham e se recuperam. O impacto no resultado da reforma da pastagem dependerá do nível populacional do inseto na área e da quantidade de plantas sobreviventes ao ataque da praga (Santos; Andrade; Moura, 2020).

Ainda de acordo com Santos, Andrade e Moura (2020) não existe preferência por algum capim em detrimento de outros, a princípio. Tampouco é possível determinar os hospedeiros alternativos nos quais os insetos se abrigam e sobrevivem quando deixam de atacar o pasto em estabelecimento. Mas sabe-se que a variedade de plantas hospedeiras é grande, o que possibilita muitas opções de abrigo e alimentação alternativos.

Métodos de controle

A principal medida de controle recomendada é o uso de sementes tratadas com inseticidas sistêmicos de forma preventiva. Outra opção é o aumento da taxa de semeadura em 30%, para garantir maior número de plântulas sobreviventes em caso de ataque. Deve-se ainda monitorar a pastagem em implantação ou recuperação duas vezes por semana, durante as primeiras três semanas após o plantio do pasto, avaliando a ocorrência de injúrias nas plantas e a presença do inseto (Santos; Andrade; Moura 2020).

O nível de controle estimado dessa praga em pastagens é de cinco ou mais insetos/planta na maioria das touceiras, na observação de morte de plântulas, ou se mais da metade das folhas estiverem com injúrias (Santos; Andrade; Moura 2020), porém, não há registro de inseticidas para o controle da pulga saltona em pastagens no Brasil.

Outras pragas

Coró-das-pastagens

Em pastagens os corós são pragas de importância localizada, sendo a espécie *Diloboderus abderus* (Sturm, 1826) (Coleoptera: Melolonthidae) citada há muitos anos como coró-das-pastagens, atacando também lavouras (Salvadori; Pereira, 2006). Essa espécie tem ampla distribuição na América do Sul, sendo predominante em algumas regiões da Argentina, Uruguai e Brasil (Silva; Salvadori, 2020).

As larvas possuem hábito subterrâneo, são robustas, e de cor branca (a parte posterior do corpo pode apresentar-se escurecida devido ao conteúdo do trato digestivo), com cabeça e pernas de cor marrom-avermelhada (Figura 62). Seu corpo tem a forma típica da letra “C” e passam por três instares, podendo ser encontradas dentro de galerias, a profundidades variáveis de 10 a 20 cm. Os adultos *D. abderus* apresentam coloração pardo-escuro, quase preta, medindo cerca de 2,5 cm de comprimento por 1,3 cm de largura; o dimorfismo sexual é bem evidente, com os machos apresentando um chifre cefálico voltado para trás e uma proeminência bipartida, mais curta que o chifre e voltada para frente, no dorso do tórax (Figura 63); somente as fêmeas voam (Salvadori; Pereira, 2006; Valério, 2013; Silva e Salvadori, 2020).



Foto: José Raul Valério

Figura 62. Coró-das-pastagens.



Foto: José Raul Valério

Figura 63. Macho de *Diloboderus abderus*.

O ciclo biológico está sincronizado com o clima da região onde se localiza, tendo, segundo Silva e Salvadori (2020) duração de 7 a 40 dias o período embrionário, 225 dias o estágio larval e 20 a 28 dias a fase de pupa.

Normalmente a partir das primeiras chuvas os adultos saem do solo em revoadas crepusculares ou noturnas que, segundo Silva e Salvadori (2020), servem para sobrevivência e disseminação, em busca de novas áreas para reprodução. A oviposição (de 14 a 100 ovos por fêmea) e posterior pupação ocorrem no solo, podendo apresentar, quando no terceiro instar, uma diapausa de duração variável conforme o regime hídrico da região (Oliveira; Salvadori, 2009; Silva; Salvadori, 2020). Em nossas condições, os ovos aparecem de janeiro a abril, as larvas de fevereiro a novembro, as pupas de outubro a dezembro, e os adultos de novembro a abril (Silva; Salvadori, 2020).

Seus danos são decorrentes da alimentação das larvas, principalmente as de terceiro instar, nas raízes das pastagens, podendo originar reboleiras amareladas e serem confundidas com outras causas. Os adultos não se alimentam, pois tem o aparelho bucal aparentemente fechado e pouco líquido no

aparelho digestivo, sendo que se mantém apenas com as reservas armazenadas pelas larvas (Valério, 2013; Silva; Salvadori, 2020).

De acordo com Salvadori e Pereira (2006), os corós podem ser tolerados até certa densidade populacional, uma vez que proporcionam benefícios através das galerias que abrem, como aumento da capacidade do solo em absorver água e melhoria de características físicas, químicas e biológicas deste, por meio da incorporação e decomposição de restos culturais. Mas devem ser controlados antes que os danos sejam expressivos.

O controle é bastante difícil, principalmente em pastagens, por ser praga de hábito subterrâneo, ocorrendo em cultura perene (Valério, 2013). No caso do *D. abderus*, que necessita de palha para nidificação e como alimento de larvas pequenas, a disponibilidade destes resíduos vegetais influencia na oviposição, no estabelecimento e no crescimento populacional da espécie (Salvadori; Pereira, 2006). Assim, presume-se que a diminuição da palhada em pastagens estabelecidas em áreas com histórico de infestação pode ser uma alternativa de manejo desta praga.

Existem diversos inimigos naturais associados aos corós, podendo, com sua ocorrência natural, diminuir infestações e evitar que medidas de controle sejam necessárias. De acordo com Gassen (2001) destacam-se as aves noturnas que atacam fêmeas durante o voo, e adultos dos besouros carabídeos *Selenophorus alternans* Dejean, 1829 e *Megacephala* sp. Latreille, 1802, que predam larvas pequenas. Outros da família Staphylinidae e Elateridae também são encontrados predando corós. Dentre os parasitóides citam-se alguns himenópteros e dípteros parasitando pré-pupas. Nematóides também foram encontrados em larvas, além de fungos como *Cordyceps* sp., *M. anisopliae* e *B. bassiana* causando epizootias severas em populações de coró.

Gafanhotos

Os gafanhotos (Figura 64) mais associados às pastagens são *Schistocerca* spp. Stål, 1873 (gafanhoto migratório sul-americano) e *Rhammatocerus* spp. Saussure, 1861 (crioulo ou tucura), pertencentes à ordem Orthoptera e família Acrididae. Esses insetos são pragas de diversas culturas em todo o mundo, sendo mastigadores vorazes, que, em altas populações podem devastar áreas imensas.

Foto: José Raul Valério



Figura 64. Gafanhoto adulto.

De acordo com Gallo *et al.* (2002) o adulto de *Schistocerca* spp. mede cerca de 45 a 55 mm de comprimento, sendo as fêmeas maiores que os machos. Sua coloração é marrom-avermelhada com asas anteriores pontuadas de manchas marrons e as posteriores amarelo-claras ou róseas. A postura é feita no solo, em um orifício de até 75 mm, colocando de 50 a 120 ovos no fundo deste e liberando na sequência uma secreção espumosa que seca posteriormente formando um tampão protetor e impermeável (ooteca). Após 30 dias, em média (varia de 15 a 75 dias), as ninfas eclodem. As ninfas ainda pequenas são chamadas “mosquitos” (7 a 12 mm de comprimento), após a terceira ecdise são chamadas “saltões” (18 mm de comprimento). Essa fase dura 26 a 41 dias, e pode chegar a 45 mm de comprimento na quinta e última ecdise.

Segundo Cosenza, Curti e Paro (1990) a espécie *Rhammatocerus schistocercoides* (Rehn, 1906) quando adulta, apresenta as asas de coloração cinza clara com manchas de coloração cinza escura. O tórax e a cabeça podem apresentar coloração verde ou cinza clara, e uma mancha preta ocupando parte da cabeça e a parte lateral do protórax. Os machos medem de 35 a 40 mm de comprimento, e as fêmeas de 38 a 47 mm de comprimento. As fêmeas colocam no máximo 56 ovos por postura, sendo em média 25 a 30 ovos, em uma ooteca que fica a 5 cm de profundidade no solo. Cada instar dura, em média, 26 dias e a transformação em adultos ocorre em abril-maio, a migração em agosto-setembro, e o acasalamento, em setembro-outubro.

Os gafanhotos atacam o capim, consumindo toda massa verde. Espécimes de *Schistocerca* spp. iniciam sua alimentação quando ainda mosquitos, alimentando-se de plantas rasteiras e, posteriormente, atacam arbustos e até árvores. Permanecem sempre reunidos e se movem em conjunto; somente à noite, em tempo muito frio ou em épocas de calor muito intenso permanecem estacionados procurando abrigos. Os “mosquitos” causam pequenos danos, mas “saltões” provocam danos mais severos, sendo mais drásticos ainda quando reunidos em grandes “nuvens” (Gallo *et al.*, 2002). Ainda segundo esses autores, apesar de polípagos, os gafanhotos da espécie *R. schistocercoides* têm preferência por gramíneas, podendo causar prejuízos de 30% com uma infestação de 60 indivíduos por metro quadrado.

O controle de gafanhotos é mais eficiente, segundo Valério (2013), quando dirigido às formas jovens (saltões), que se concentram em determinadas áreas. Nesses casos, de acordo com Gallo *et al.* (2002) é necessário identificar os locais de oviposição e datas das posturas, não revolver a terra nesses locais, observar diariamente o nascimento dos “mosquitos” cerca de 15 dias após e iniciar o controle logo após o nascimento, antes que se espalhem, por meio de iscas ou pulverizações de produtos registrados. Pode-se também identificar os locais de reunião, caso já tenham se espalhado, e iniciar o controle ao anoitecer ou ao amanhecer, pois ficam concentrados devido ao frio.

Os gafanhotos migratórios podem se juntar em altas populações, que são as chamadas “nuvens” e ocorrem em várias regiões mundiais, sendo bastante severas no continente africano. De acordo com Lecoq (1991), ataques intensos ocorrem em alguns anos, e em outros não, podendo passar várias décadas entre um ataque e outro. Esses aumentos populacionais rápidos (pululações) estão relacionados às condições meteorológicas, sendo fatores chaves quase sempre a pluviometria e a temperatura. Por exemplo, para o gafanhoto peregrino *Schistocerca gregaria* (Forsk., 1775), que vive em zona deserta, são necessárias chuvas abundantes e em grandes superfícies para provocar aumentos de densidade populacional e, segundo Cosenza, Curti e Paro (1990) a ocorrência de chuvas intercaladas com períodos secos estimula a multiplicação do *R. schistocercoides*. Gallo *et al.* (2002) relataram nuvens de gafanhotos do tipo estratiforme, com densidade média de 500 gafanhotos por metro quadrado quando em pouso e de 3 insetos/m² em voo, podendo percorrer 1600 m por dia, sempre na direção do vento. Cosenza, Curti e Paro (1990) registraram nuvens de até 30 km de comprimento, com altura do solo de até 30 m aproximadamente e cerca de 2,5 km de largura.

No Brasil, de acordo com Lecoq e Magalhães (2006), as principais pululações foram registradas na região Nordeste e nos estados do Mato Grosso – onde a situação foi particularmente crítica de 1984 a 1988 –, Rondônia, Rio Grande do Sul e Minas Gerais. O problema tornou-se tão grave que no final da década de 80 o governo federal traçou um plano nacional de combate aos ataques de gafanhotos em todo o território brasileiro. Assim, o controle dessas altas infestações (“nuvens”) é feito pelos órgãos oficiais do governo, necessitando muitas vezes de pulverizações aéreas em grandes áreas.

Em meados de 2020 nuvens de gafanhotos percorreram a fronteira do Brasil com a Argentina, destruindo lavouras de milho na região. Esse fato representou uma séria ameaça as lavouras e pastagens brasileiras, em especial as da região Sul do país. Na época, o frio intenso nesta região fez com que as pululações não avançassem em território nacional, minimizando os riscos de um ataque.

Paquinhas

As paquinhas são insetos subterrâneos, tendo sua ocorrência relatada nas Américas e na Índia (GBIF, 2021). No Brasil há maior ocorrência de três espécies do gênero *Scapteriscus* Scudder, 1868 (Orthoptera: Gryllotalpidae) (Valério, 2013).

Também conhecidas por “grilo-toupeira”, os adultos medem cerca de 30 mm de comprimento e possuem coloração escura. Suas pernas anteriores são do tipo escavadora e posteriores saltatórias (Figura 65). Comumente encontrados em solos úmidos, escavam galerias no solo alimentando-se de raízes e pequenos animais; durante a noite podem sair à superfície para atacar partes aéreas de plantas novas (Gallo *et al.*, 2002; Ferreira; Barrigossi, 2006).

De acordo com Ferreira e Barrigossi (2006) as fêmeas colocam de 20 a 60 ovos em ninhos subterrâneos, sendo de 14 a 21 dias o período embrionário. A fase ninfal dura cerca de 250 dias e os adultos têm longevidade de 240 a 300 dias.

Em pastagens podem ser problema em áreas de implantação, sendo que seus danos podem passar despercebidos ou serem associados à outras causas (Valério, 2013). O controle, em outras culturas, é realizado via iscas preparadas com açúcar, farelo de trigo, água e inseticida, ou através de inseticidas em grânulos ou em pulverizações (Gallo *et al.*, 2002). Os adultos são atraídos por luzes, podendo ser coletados em armadilhas luminosas (Ferreira; Barrigossi, 2006).



Figura 65. Paquinha.

Mosca-da-grama-bermuda

A mosca-da-grama-bermuda, *Atherigona reversura* Villeneuve, 1936 (Diptera: Muscidae), é originária do sudeste da Ásia, sendo abundante em países das regiões Afrotropical e Australásia. Esta espécie foi introduzida na América do Norte em 2010 (sul da Geórgia, Estados Unidos) e no sul do México em 2013. Na América do Sul, o primeiro registro de *A. reversura* foi no Brasil, em pastagens de Santa Catarina no início de 2015, e posteriormente na Argentina (Ribeiro; Castilho, 2018). Outra espécie do gênero também ocorre no Brasil, *Atherigona orientalis* Schiner, 1868 (Ribeiro *et al.*, 2016).

A mosca-da-grama-bermuda prefere locais quentes e úmidos, pois a umidade aumenta a fecundidade das fêmeas e a viabilidade dos ovos (Ribeiro *et al.*, 2016), sendo associadas não somente à grama bermuda (*C. dactylon*), mas também à outras poáceas, cultivadas e invasoras, como capim-arroz, capim pé-de-galinha, sorgo e milho (Grzywacz *et al.*, 2013).

As larvas são cilíndricas, esbranquiçadas e medem cerca de 3 mm de comprimento (Figura 66). Antes de empupar, a larva fica com coloração escurecida, sai do colmo e se desloca para o solo, onde permanece enterrada durante a

fase de pupa. A pupa é de coloração laranja a vermelho escuro (Figura 67). Os adultos têm cerca de 7 mm de comprimento e possuem asas transparentes, tórax acinzentado e abdome de cor amarela, com pelo menos um par de manchas escuras (Figura 68). Os ovos são pequenos (1 mm de comprimento) e depositados na parte inferior das folhas. O ciclo de vida dura aproximadamente três semanas (Ribeiro; Castilho, 2018).



Foto: Leandro Ribeiro

Figura 66. Larva da mosca-da-grama-bermuda.



Foto: Leandro Ribeiro

Figura 67. Pupa da mosca-da-grama-bermuda.



Foto: Leandro Ribeiro

Figura 68. Adulto da mosca-da-grama-bermuda.

Ainda de acordo com Ribeiro e Castilho (2018) os danos são provocados pelas larvas que, ao eclodirem, se deslocam até o cartucho da planta onde perfuram, penetram e iniciam a alimentação. A introdução das larvas no perfilho central é crítica para o desenvolvimento da planta, causando danos ao tecido vascular, com posterior senescência e necrose da parte superior dos perfilhos, sendo visíveis entre um e três dias após o início da alimentação (Figuras 69 A e B). Há uma redução significativa do crescimento das plantas, especialmente quando ocorre no início do ciclo vegetativo. Observa-se redução da produção de biomassa de forragem em áreas já estabelecidas, dificuldade de estabelecimento de novas pastagens e atraso na rebrota de pastos infestados, pois exige a emissão de novos perfilhos a partir do nó basal. Os adultos ficam na parte inferior do dossel vegetativo e se alimentam de exsudados açucarados eliminados pela própria planta (gutação).

Pode haver uma confusão para se distinguir os sintomas do ataque da mosca-da-grama-bermuda com outros estresses de origem biótica e abiótica, como deficiência hídrica e nutricional e a incidência de manchas foliares de *Bipolaris cynodontis* (Marignoni) e *Puccinia cynodontis* Lacroix ex Desm., que



Figura 69 A e B. Danos da mosca-da-grama-bermuda.

causam descoloração foliar e aspecto de senescência. Mas o local dos danos é diferente, ocorrendo, no caso da mosca-da-grama-bermuda, nas duas ou três folhas superiores do perfilho (Ribeiro; Castilho, 2018).

Os métodos de controle ainda não foram estabelecidos no Brasil, assim como não há registro de inseticidas para supressão ou manejo de *A. reversura* em pastagens. Porém, de acordo com Baxter, Hancock e Hudson (2014), os métodos de controle químico ou mecânico não conseguem suprimir totalmente as populações de *Atherigona*, alcançando apenas um nível aceitável de dano econômico. Os autores recomendam cortar o capim danificado e eliminá-lo totalmente da área, juntamente com os insetos, a fim de evitar novas infestações.

Percevejo-raspador

O percevejo-raspador, também conhecido como “percevejo-do-capim”, “percequito” e “mosquito-das-pastagens” pertence ao gênero *Collaria*, podendo ser encontrado em pastagens as espécies *Collaria scenica* (Stål) (Hemiptera:

Miridae) e *Collaria oleosa* (Distant, 1883) (Figuras 70 a 73). *C. scenica*, de acordo com Ruiz (2014), é a espécie predominante, responsável por muitas perdas em áreas de pastagens na Colômbia.



Foto: Alexander Auad

Figura 70. Adulto de *Collaria oleosa*.



Foto: Alexander Auad

Figura 71. Ninfa de *Collaria oleosa*.

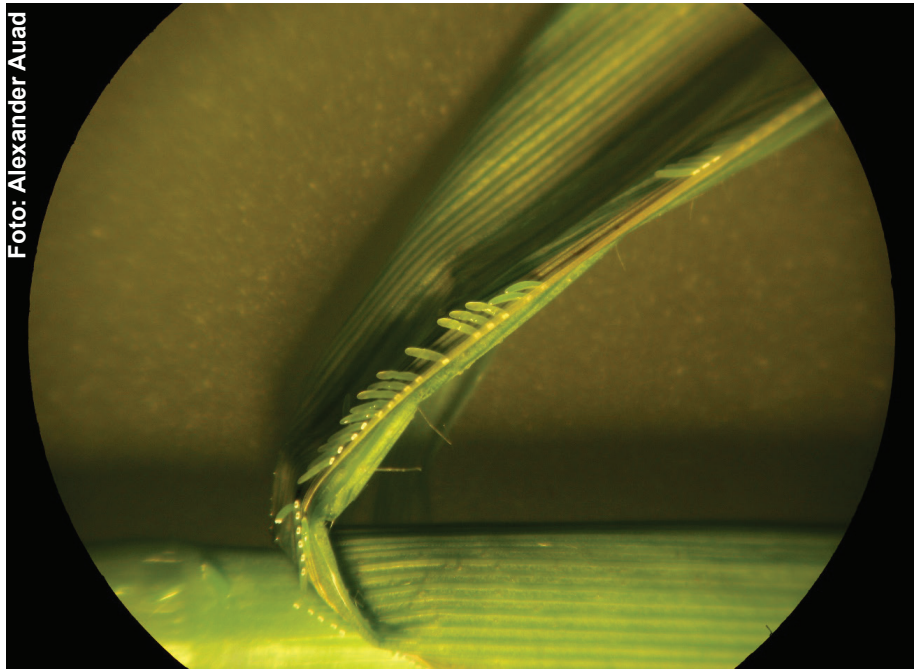


Figura 72. Ovos de *Collaria oleosa* presos à folha.



Figura 73. Ovos de *Collaria oleosa*.

Percevejos do gênero *Collaria* são originários da região Neotropical e atacam gramíneas nativas e exóticas. No Brasil têm sido relatados danos causados por *C. oleosa* em gramíneas como trigo, arroz, cevada, aveia, e forrageiras como *B. decumbens*, *B. brizantha* cv. Marandu, *A. gayanus* (capim-andropogon), além de gramíneas invasoras (Silva *et al.*, 1994). Infesta ainda *Cynodon* spp., *Lolium multiflorum* L. (azevém), *Pennisetum clandestinum* Hochst. (capim-quicuí); *Holcus lanatus* L. (capim-lanudo), grama estrela africana branca *Cynodon plectostachyus* (Schumann) Pilger, *P. purpureum* (capim elefante), *P. maximum* (capim colônia), *Setaria* spp., *B. humidicola*, *B. ruziziensis*, dentre outras (Barboza, 2009; Chiaradia; Poletto, 2012; SILVA *et al.*, 1994).

Ninfas e adultos se alimentam nas folhas das pastagens, sugando a seiva e injetando toxina, provocando o aparecimento de áreas esbranquiçadas que medem de 2 a 3 mm de comprimento (Figura 74). Essas áreas podem se tornar amareladas e secarem em infestações maiores. Infestam todas as partes da planta, dando preferência por folhas totalmente desenvolvidas, inicialmente pelo ápice (Chiaradia; Poletto, 2012). De acordo com Lopez (2010), os danos aceleram a degradação dos tecidos e os torna mais susceptíveis a danos secundários, causados principalmente por fungos.



Foto: Alexander Auad

Figura 74. Danos de *Collaria oleosa*.

O ataque se dá em reboleiras e, nos últimos anos, os danos desse inseto foram expressivos principalmente em áreas de pastagens de capim-quicuo e de grama-bermuda, situadas em Santa Catarina (Chiaradia; Poletto, 2012). De acordo com Auad, Fonseca e Resende (2017) as injúrias desses percevejos vêm sendo observadas com frequência em pastagens de braquiária, capim-elefante e cynodon, limitando seu cultivo. No entanto, produtores e técnicos ainda não associaram essas injúrias ao agente causador.

Segundo Ribeiro e Castilho (2018), os danos de *C. scenica* em pastagens só são representativos quando ocorrem altas populações do inseto, podendo acarretar significativo prejuízo econômico devido à redução da quantidade e qualidade do pasto ofertado ao gado.

O controle de espécies de *Collaria* em pastagens ainda não foi estabelecido, bem como não há registro de inseticidas para tal. Práticas como eliminação de plantas hospedeiras em torno da pastagem e a escolha de cultivares com maior pilosidade foram mencionadas por Chiaradia e Poletto (2012) como alternativas de combate à essa praga. Além disso, o controle com fungos e nematoides se mostrou eficiente no controle de *C. scenica* em estudos preliminares, bem como o uso de inseticida botânico à base de nim *Azadirachta indica* A. Juss (Barboza *et al.*, 2011; Monteiro; Naranjo; Strahlen, 2012; Naranjo; Montero; Saéñz, 2013).

Pulgões

Os pulgões podem se constituir potenciais causadores de danos em pastagens, principalmente por serem possíveis transmissores de viroses. De acordo com Auad, Fonseca e Resende (2017), o fato de seus danos serem expressivos em outras culturas e de seu elevado crescimento populacional os fazem merecerem devida atenção e monitoramento quando ocorrem em pastagens. Já foram identificados em forrageiras os pulgões das espécies *Sipha flava* Forbes, 1884 em capim-elefante e *Cynodon*, e *Rhopalosiphum padi* L., 1758 e *Steroneura setareae* Thomas, 1878 em braquiária (Figuras 75 a 77).

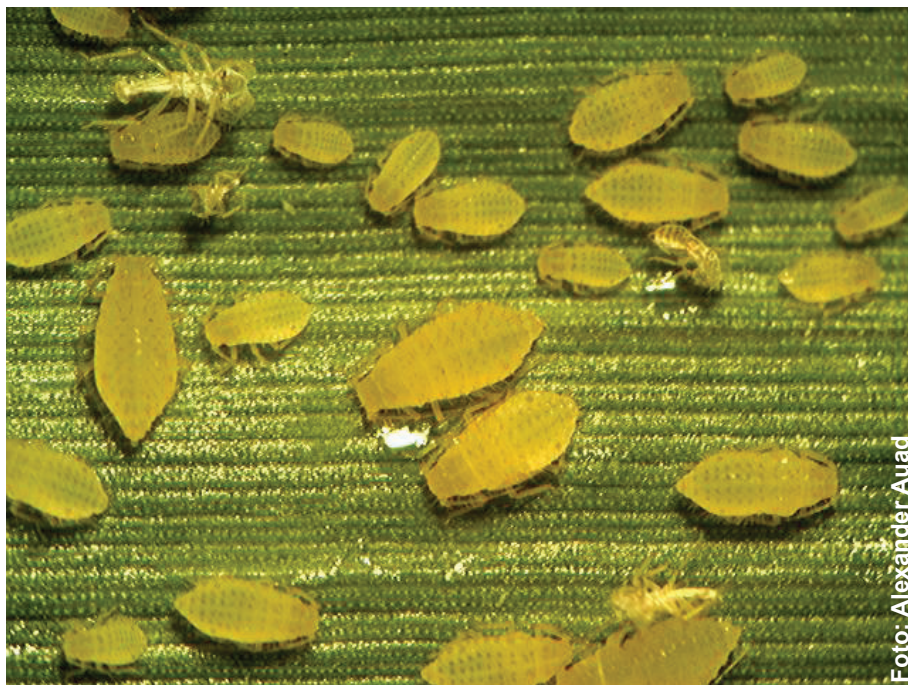


Foto: Alexander Auad

Figura 75. Pulgões da espécie *Siphonophora*.

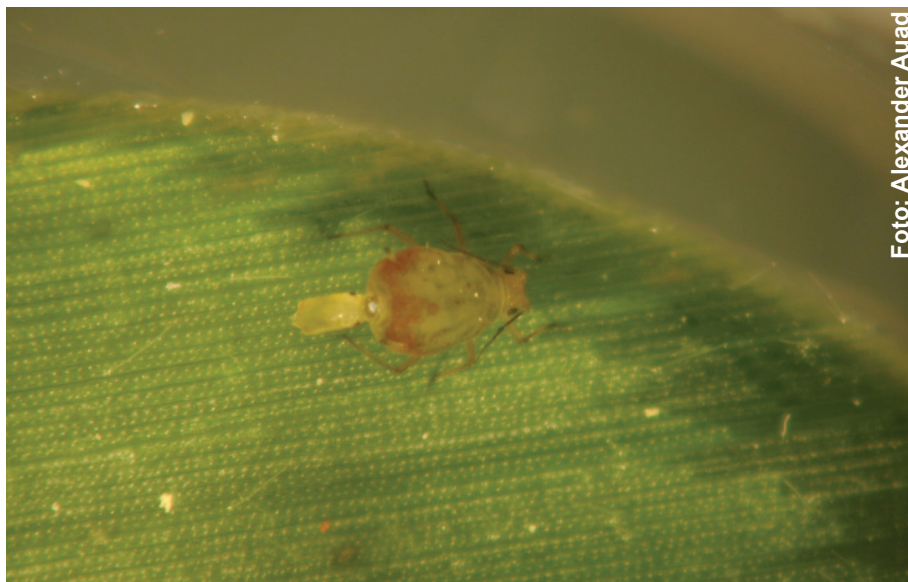


Foto: Alexander Auad

Figura 76. Pulgões da espécie *Rhopalosiphum padi*.



Figura 77. Pulgões da espécie *Steroneura setareae*.

Outras cigarrinhas

As cigarrinhas da família Cicadellidae estão presentes em muitas áreas implantadas com forrageiras, e chegam a ser confundidas com as da família Cercopidae, que são as principais pragas das pastagens (Figura 78). De acordo com Valério (2009a) embora apresentem certa similaridade, os cicadélideos possuem a tibia posterior mais delgada, geralmente sulcada longitudinalmente, e com numerosos e pequenos espinhos em mais de uma fileira em ambas as margens (interna e externa) da tibia.

Os cicadélideos são pequenas cigarrinhas, variando de espécies bem coloridas e brilhantes, a outras de coloração mais acinzentada e opaca, e podem estar envolvidas em transmissão de viroses às pastagens.

Dentre os cicadélideos presentes em áreas de pastagem, a cigarrinha *Dalbulus maidis* DeLong & Wolcott, 1923 é uma das que merecem maior atenção. Esse inseto é vetor de três importantes patógenos na cultura do milho, sendo dois mollicutes, o *Spiroplasma kunkelii*, causador do enfezamento

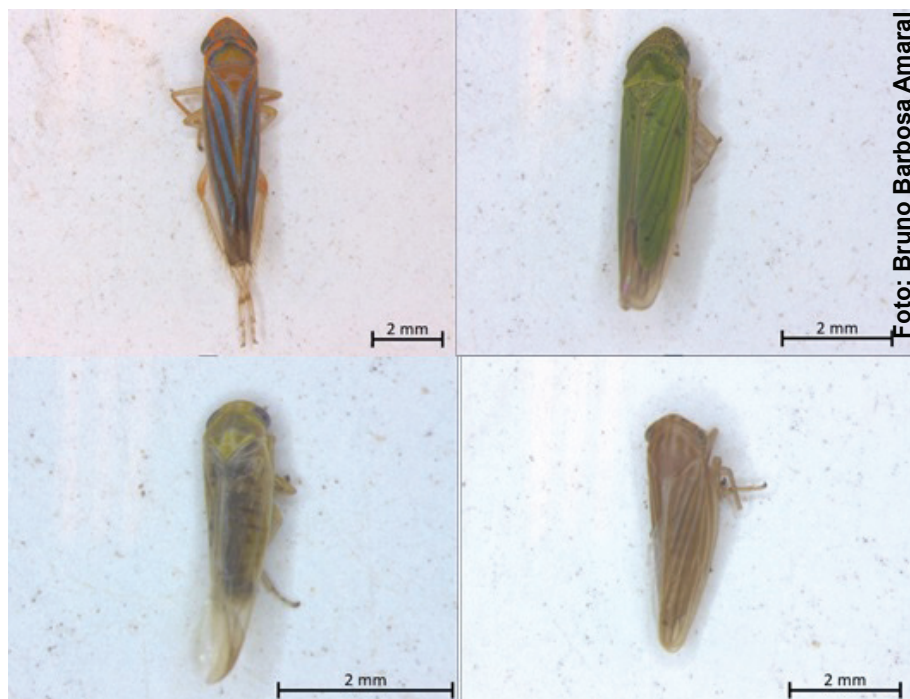


Figura 78. Alguns cicadélideos que ocorrem em pastagens.

pálido e o fitoplasma responsável pelo enfezamento vermelho, e um vírus, o do rayado fino. Além disso podem causar seca e morte de plantas jovens devido a sucção de seiva, quando em altas populações. Os adultos de *D. maidis* são de coloração palha e medem cerca de 3 mm de comprimento (Waquil *et al.*, 1999).

Em pastagens ainda não foram relatados danos de *D. maidis*, seja direta ou indiretamente, embora seu potencial para tal deva ser reconhecido. Maior preocupação reside no fato de que as gramíneas forrageiras têm sido cada vez mais utilizadas em consórcio com o milho, tornando-se possíveis fontes de abrigo e alimento para essa cigarrinha. De acordo com Haas (2005) as gramíneas capim colômbio, capim marmelada e capim braquiária podem atuar como potenciais hospedeiros alternativos para a cigarrinha *D. maidis*, e para o fitoplasma do enfezamento vermelho do milho.

Referências consultadas

- AGROFIT. Sistemas de agrotóxicos fitossanitários. Brasil: Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Disponível em: <http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons>. Acesso em: 1 ago. 2021.
- ALARCÓN, L.; CORTIÑAS, J.; JIMÉNEZ, S. F.; LAGUNA, D.; CASTRO, J. A.; CARBONELL, M.; RODRÍGUEZ, M. Zonificación de *Mocis Latipes* (Guénéé) (Lepidoptera: Noctuidae) en las empresas pecuarias de la Provincia de Las Tunas, Cuba. **Fitosanidad**, v. 8, n. 2, p. 17-20, junio 2004.
- ALVAREZ, R. A.; SANCHEZ, G. G. Ciclo de vida y descripción del gusano agrimensur, *Mocis latipes*. **Revista ICA**, Bogotá, v. 16, p. 57-63, 1981.
- AMANTE, E. Saúva tira boi da pastagem. **Coopercotia**, São Paulo, v. 23, n. 207, p. 38-40, 1967.
- AMARAL, B. B.; TORRES, F. Z. V.; ÂNGELO, T. M.; GELAIN, R.; SILVA, T. R. F.; CARMO, B. D. Avaliação de recipientes para criação de percevejo castanho em casa de vegetação. In: REUNIÃO ANUAL DO INSTITUTO BIOLÓGICO DE SÃO PAULO, 30, 2017, São Paulo. **Resumos...** São Paulo: Instituto Biológico de São Paulo, 2017.
- AMARAL, B. B.; TORRES, F. Z. V.; BARBOSA, M. C.; WEIS, G. M.; ANGELO, T. M. Época de revoada e altura de voo de percevejo castanho em sistemas de integração Lavoura-Pecuária-Floresta. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA, 27.; CONGRESSO LATINO-AMERICANO DE ENTOMOLOGIA, 10., 2018, Gramado. **Anais...** Gramado: Sociedade Entomológica do Brasil, 2018. p. 625.
- AMARAL, J. L.; MEDEIROS, M. O.; OLIVEIRA, C.; SOUZA, J. R.; OLIVEIRA, E. A. S Percevejos castanhos das raízes das gramíneas e leguminosas. **Revista do Produtor Rural**, Guarapuava, v. 5, p. 32-34, 1997.
- ANDRADE, A. C.; PUZZI, D. Resultados preliminares de experiências para controlar o percevejo castanho em cana de açúcar. **Biológico**, São Paulo, v. 3, p. 44-49, 1951.
- ANJOS, N.; DELLA LUCIA, T. M. C.; MAYHÉ-NUNES, A. J. **Guia prático sobre formigas cortadeiras em reflorestamentos**. Ponte Nova: Editora Graff Cor, 1998. 97 p.
- ARAÚJO, M. S.; RODRIGUES, C. A.; OLIVEIRA, M. A.; JESUS, F. G. Controle biológico de formigas-cortadeiras: o caso da predação de fêmeas de *Atta* spp. por *Canthon virens*. **Revista de Agricultura Neotropical**, Cassilândia, v. 2, n. 3, p. 8–12, jul./set. 2015.
- AUAD, A. M.; FONSECA, M. G.; RESENDE, T. T. Efeito do aquecimento global sobre pragas das pastagens. In.: BETTIOL, W.; HAMADA, E.; ANGELOTTI, F.; AUAD, A.M.; GHINI, R. (Eds.) **Aquecimento global e problemas fitossanitários**. Brasília: Embrapa, 2017. 488 p. cap.16, pp. 380-409.
- ÁVILA, C. J.; VIVAN, L. M.; TOMQUELSKI, G. V. **Ocorrência, aspectos biológicos, danos e estratégias de manejo de *Helicoverpa armigera* (Hubner) (Lepidoptera: Noctuidae) nos sistemas de produção agrícolas**. Dourados: Embrapa Agropecuária Oeste, 2013. 12 p. (Circular Técnica, 23).
- ÁVILA, C. J.; XAVIER, L. M. S.; GÓMEZ, D. S. **Ocorrência, flutuação populacional, distribuição vertical no solo e controle do percevejo castanho da raiz, *Scaptocoris* spp.**

(Hemiptera: Cydnidae) na cultura do algodoeiro, em Mato Grosso do Sul. Dourados: Embrapa Agropecuária Oeste, 2009. 36 p. (Boletim de Pesquisa e Desenvolvimento, 50).

BARBOZA, M. R. ***Collaria scenica* (Stål, 1859) (Hemiptera: Miridae) em poaceas hibernais na região centro sul do Paraná: biologia e danos.** 2009. 55 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) – Universidade Estadual do Centro-Oeste, Guarapuava.

BARBOZA, M. R.; SILVA, D. N.; LUSTOSA, S. B. C.; HIROSE, E. Patogenicidade do fungo entomopatogênico *Beauveria bassiana* sobre o percevejo *Collaria scenica* (Hemiptera: Miridae). **Ambiência**, Guarapuava, v. 7, n. 3, p. 473-480, 2011.

BATISTA FILHO, A.; COSTA, V.; HOJO, H. *Neodusmetia sangwani* (Subba Rao) (Hymenoptera: Encyrtidae) to control *Antonina graminis* (Maskell) (Hemiptera: Pseudococcidae) in pastures in Brazil: a revision. **Arquivos do Instituto Biológico**, São Paulo, v. 84, p. 1-8, 2017.

BATISTA, G. C. de; FONSECA-FILHO, H.; LOUREIRO, P. E. de A.V. Controle da saúva parda com isca de dodecacloro e seus resíduos em solo e pastagens. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 20, n. 3, p. 273-276, 1985.

BAXTER, L. L.; HANCOCK, D. W., HUDSON, W. G. The bermudagrass stem maggot (*Atherigona reversura* Villeneuve): a review of current knowledge. **Forage & Grazinglands**, Madison, v. 12, p. 1-8, 2014.

BECKER, M. Estudos sobre a família subfamília Scaptocorinae na região Neotropical (Hemiptera: Cydnidae). **Arquivos de Zoologia**, São Paulo, v. 15, n. 4, p. 291-325, 1967.

BECKER, M. Uma nova espécie de percevejo-castanho (Heteroptera: Cydnidae: Scaptocorinae) praga de pastagens do centro-oeste do Brasil. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, Londrina, v. 25, p. 95-102, 1996.

BRISOLLA, A. D.; FURTADO, E. L.; CARDIM, M. C. F.; KAWAMOTO, O. S. Ocorrência do percevejo castanho *Scaptocoris castaneus* Perty, 1830 – em bananal na região litorânea do Estado de São Paulo. **O Biológico**, v. 51, p. 135-137, 1985.

BUNN, B.; ALSTON, D.; MURRAY, M. **Flea beetles on vegetables (Coleoptera: Chrysomelidae).** Utah: Utah State University, 2015. 8 p.

BUSTILLO-PARDEY, A. E. **Parasitoides, predadores y entomopatógenos que afectan las plagas de la caña de azúcar en Colombia.** Cali: Cenicaña – Centro de Investigación de la Caña de Azúcar de Colombia, 2011. 25 p. (Documento de trabajo, 719).

BUSTILLO-PARDEY, A. E. **Insectos plaga y organismos benéficos del cultivo de la caña de azúcar en Colombia.** Cali: Cenicaña – Centro de Investigación de la Caña de Azúcar de Colombia, 2013. 158 p.

CABALLERO, A.; RAMOS-PORTILLA, A. A.; KONDO, T. **Scale insects (Hemiptera: Coccoomorpha) on sugarcane in Colombia, with description of a new species of *Tillanococcus* Ben-Dov (Coccidae).** Plazi.org taxonomic treatments database, 2017. Disponível em: <<https://doi.org/10.11646/zootaxa.4258.5.6>> Acesso em: 2 jul. 2021.

CABI. Fall armyworm portal. 2020. Disponível em: <<https://www.cabi.org/ISC/fallarmyworm>>. Acesso em: 02 ago. 2021.

- CALDERÓN, M.; VARELA, F.; QUINTERO, E. Falso medidor de los pastos *Mocis latipes* Guenée (Lepidoptera: Noctuidae), plaga esporádica em Carimagua. **Pastos Tropicales – Boletín CIAT**, Cali, v. 4, p. 8-12, 1981.
- CALZA, R.; SUPLICY FILHO, N.; NUTTI, P. Primeiros resultados do controle químico da *Antonina graminis* (Maskell) praga do capim pangola (*Digitaria pentzii*), com inseticidas granulados. **O Biológico**, São Paulo, v. 35, p. 223-226, 1969.
- CANCELLO, E. M. **Revisão de *Cornitermes* Wasmann (Isoptera, Termitidae, Nasutitermitinae)**. 1989. 151 f. Tese (Doutorado em Zoologia) – Instituto de Biociências, Universidade de São Paulo, São Paulo.
- CASMUZ, A.; JUÁREZ, M. L.; SOCÍAS, M. G.; MURÚA, M. G.; PRIETO, S.; MEDINA, S.; WILLINK, E.; GASTAMINZA, G. Revisión de los hospederos del gusano cogollero del maíz, *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae). **Revista de la Sociedad Entomológica Argentina**, Tucumán, v. 69, n. 3-4, p. 209-231, 2010.
- CASTELLANI, M. A.; FORTI, L. C.; MOREIRA, A. A.; CRUSCIOL, A.P.P.A. Biologia de formigas cortadeiras de gramíneas: uma visão prática. **Biológico**, São Paulo, v. 69, suplemento 2, p.73-76, 2007.
- CAVE, R. D. Inventory of parasitic organisms of the striped grass looper, (Lepidoptera: Noctuidae), in Honduras. **Florida Entomologist**, Lutz, v. 75, n. 4 p. 592-598, 1992.
- CHADA, H. L.; WOOD Jr, E. A. **Biology and control of the Rhodes grass scale**. Washington: USDA, 1960. 21 p. (Technical Bulletin, 1221).
- CHIARADIA, L. A.; POLETTO, E.J. Danos e manejo do percevejo-raspador-das-pastagens. **Revista Agropecuária Catarinense**, Florianópolis, v. 25, n. 3, p. 39-41, nov. 2012.
- CLAUDINO, V. C. M.; SPECHT, A.; FIDELIS E. G.; ROQUE-SPECHT, V. F.; MONTEZANO, D. G.; MARTINS, P. R.; SILVA, F. A. M.; MALAQUIAS, J. V. Spatio-temporal variation of *Mocis latipes* (Guenée, 1852) (Lepidoptera: Erebidae) populations in Brazil according to meteorological factors. **Biota Neotropica**, São Paulo, v. 21, n.1, p.1-11, 2021.
- COKL, A.; NARDI, C.; BENTO, J. M. S.; HIROSE, E.; PANIZZI, A. R. Transmission of stridulatory signals of the burrower bugs, *Scaptocoris castanea* and *Scaptocoris carvalhoi* (Heteroptera: Cydnidae) through the soil and soybean. **Physiological Entomology**, Osaka, v. 31, p. 371-381, 2006.
- CONGIO, G. F. S.; ALMEIDA, P. C.; BARRETO, T.R. TINAZO, V. A.; SILVA, T. A. C. C.; COSTA, D. F. A.; CORSI, M. Spittlebug damage on tropical grass and its impact in pasture-based beef production systems. **Scientific Reports**, London, v. 10, 10758, 2020. Disponível em: <<https://doi.org/10.1038/s41598-020-67490-9>>. Acesso em: 13 ago. 2021.
- CONSTANTINO, R. Revision of the neotropical termite genus *Syntermes* Holmgren (Isoptera: Termitidae). **The University of Kansas Science Bulletin**, Lawrence, v. 55, n. 13, p. 455-518, 1995.
- CONSTANTINO, R. Chave ilustrada para identificação dos gêneros de cupins (Insecta: Isoptera) que ocorrem no Brasil. **Papéis Avulsos de Zoologia**, São Paulo, v. 40, p. 387-448, 1999.
- CONSTANTINO, R. Termite taxonomy from 2001–2021: the contribution of Zootaxa. **Zootaxa**, Auckland, v. 4979, n.1, p. 222–223, 2020.

COOK, K. A.; WEINZIERL, R. **Corn flea beetle (*Chaetocnema pulicaria* Melsheimer)**. Illinois: University of Illinois, 2004. 2 p.

CORACINI, D. L. A.; SAMUELS, R. I. Natural enemies of the chinch bug, *Blissus antillus* Leonard (Hemiptera: Lygaeidae: Blissinae), pasture pest in Rio de Janeiro State, Brazil. **Neotropical Entomology**, Curitiba, v. 31, n. 1, p. 165-167, 2002.

COSENZA, G. W.; CURTI, J. B.; PARO, H. Comportamento e controle do gafanhoto *Rhammatocerus schistocercoides* (Rehn, 1906) no Mato Grosso. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 25, n. 2, p. 173-180, fev. 1990.

COSTA, C.; FORTI, L. C. Ocorrência de *Scaptocoris castanea* Perty, 1830 em pastagens cultivadas no Brasil. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 28, p. 977-979, 1993.

COSTA, J. M.; WILLIAMS, R. N.; SCHUSTER, M. F. Cochonilha dos capins, *Antonina graminis*, no Brasil. II. Introdução de *Neodusmetia sangwani*, inimigo natural da cochonilha. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Rio de Janeiro, v. 5, p. 339-343, 1970.

COSTA, R. G. Uma praga das gramíneas. **Boletim Agrônomico**, Porto Alegre, v. 9, n. 99/100, p. 39-40, 1945.

CZEPAK, C.; ALBERNAZ, K. C.; VIVAN, L. M.; GUIMARÃES, H. O.; CARVALHAIS, T. Primeiro registro de ocorrência de *Helicoverpa armigera* (Hübner) (Lepidoptera: Noctuidae) no Brasil. **Pesquisa Agropecuária Tropical**, Goiânia, v. 43, n. 1, p. 110-113, jan./mar. 2013.

CZEPAK, C.; ARAÚJO, E. A.; FERNANDES, P. M. Ocorrência de espécies de cupins de montículo em pastagens no estado de Goiás. **Pesquisa Agropecuária Tropical**, Goiânia, v. 33, n. 1, p. 35-38, 2003.

EMBRAPA. *Helicoverpa armigera*. Brasília: Embrapa, 2013. 2 p. (Folder Caravana Embrapa).

EPPO, 2021. EPPO Global database. Paris: EPPO. Disponível em: <<https://gd.eppo.int/taxon/ELASLI>>. Acesso em: 02 ago. 2021.

EVANS, G. A.; HODGES, G. S. *Duplacionaspis divergens* (Hemiptera: Diaspididae), a new exotic pest of sugarcane and other grasses in Florida. **Florida Entomologist**, Lutz, v. 90, n. 2, p. 392-393, 2007.

FAZOLIN, M. COSTA, C. R.; ESTRELA, J. L. V.; HESSEL, C. E.; ANDRADE, C. M. S. Levantamento de insetos-praga associados aos capins tanner-grass, tangola e estrela-africana no Acre. **Amazônia Ciência & Desenvolvimento**, Belém, v. 4, p. 161-173, 2009.

FAZOLIN, M.; SILVA, W. S. **Comportamento de pragas de importância econômica em cultura anuais, componentes de sistemas agroflorestais**. Rio Branco: Embrapa Acre, 1996. 26 p. (Boletim de pesquisa, 14).

FERNANDES, P. M. **Controle microbiano de *Cornitermes cumulans* (Kollar, 1832) (Isoptera – Termitidae) utilizando *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuill e *Metarhizium anisopliae* (Metsch.) Sorok**. 1991. 114 f. Tese (Doutorado em Entomologia). Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz, Piracicaba.

FERNANDES, P. M.; ALVES, S. B. Preferência alimentar e danos de *Cornitermes cumulans* (Kollar, 1832) (Isoptera: Termitidae) às plantas cultivadas em laboratório. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, Londrina, v. 21, n. 2, p. 125-132, 1992.

FERNANDES, P. M.; OLIVEIRA, L. J.; ANDRADE, R. S.; RIZENTAL, M. Percevejos-castanhos. In.: SALVADORI, J. R.; ÁVILA, C. J.; SILVA, M. T. B. (Eds.) **Pragas de Solo no Brasil**. Passo Fundo: Aldeia Norte Editora, 2020. 628 p. cap. 23, p. 557-570.

FERNANDES, P. M.; OLIVEIRA, L. J.; SOUSA, C. R.; CZEPAK, C.; BARROS, R. G. Percevejos-castanhos. In: SALVADORI, J. R.; ÁVILA, C. J.; SILVA, A. T. B. (Eds.) **Pragas de solo no Brasil**. Passo Fundo: Embrapa Trigo; Dourados: Embrapa Agropecuária Oeste; Cruz Alta: Fundacep Fecotrigo, 2004. 544 p. cap. 16, p. 477-494.

FERREIRA, E.; BARRIGOSI, J. A. F. **Insetos orizívoros da parte subterrânea**. Santo Antônio de Goiás: Embrapa Arroz e Feijão, 2006. 52 p. (Documentos, 190).

FIDELIS, E. G.; OLIVEIRA, R.; BENDAHAN, A. B.; CARVALHO, G. S.; VALÉRIO, J. R.; HENRY, T. J. First occurrence and population dynamics of *Blissus pulchellus* (Hemiptera: Blissidae) in Brazil: a new pest of pastures in Roraima. **Revista Brasileira de Entomologia**, Curitiba, v. 65, n. 2, p. 2-6, 2021a.

FIDELIS, E. G.; SCHURT, D. A.; BENDAHAN, A. B.; OLIVEIRA, R.; SANTOS, J. I. F. Eficiência do fungo *Beauveria bassiana* para o controle do percevejo-das-gramíneas *Blissus pulchellus*. Boa Vista: Embrapa Roraima, 2021b. 16 p. (Boletim de Pesquisa e Desenvolvimento, 53).

FOIERI, A.; PEDRINI, N.; TOLEDO, A. Natural occurrence of the entomopathogenic genus *Pandora* on spittlebug pests of crops and pastures in Argentina. **Journal of Applied Entomology**, Berlin, v. 142, p. 363-370, 2018.

FONSECA, J. P. Uma cochonilha de capim recentemente introduzida no Brasil. **Biológico**, v. 33, p. 57-61, 1967.

FORTI, L. C.; BOARETTO, M. A. C. **Formigas cortadeiras: biologia, ecologia, danos e controle**. Botucatu: Universidade Estadual Paulista, 1997. 61 p.

FOWLER, H. G.; SAES, N. B. Dependence of the activity of grazing cattle on foraging grass cutting ants (*Atta* spp.) in the southern neotropics. **Journal of Applied Entomology**, Berlin, v. 101, p. 154-158, 1986.

FRAGOSO, D. B. **Helicoverpa armigera: conhecer para combater!** Fronteira Agrícola. Palmas: Embrapa Pesca e Aquicultura – Núcleo de Sistemas Agrícolas, 2014. 2 p. (Informativo Técnico, 1).

FUNDAÇÃO MT. **Estratégias de manejo e controle do percevejo castanho da raiz *Scaptocoris castanea* Perty (Hemiptera: Cydnidae) em áreas de algodão do estado de Mato Grosso**. Rondonópolis: Fundação MT, 2005. 57 p. (Relatório Final apresentado ao Fundo de Apoio a Cultura do Algodão – FACUAL).

GABRIEL, D. Levantamento da ocorrência da cochonilha *Antonina graminis* (Maskell, 1897) (Homoptera: Pseudococcidae) e de seus parasitos, em áreas de pastagens do Estado de São Paulo. I - Municípios de Piracicaba e São Pedro. **O Biológico**, São Paulo, v. 48, p. 195-200, 1982.

GABRIEL, D. **Cochonilha-dos-capins *Antonina graminis***. São Paulo: Instituto Biológico, 2017. 14 p. (Documento Técnico, 30).

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

GARCÍA MORALES, M.; DENNO, B. D.; MILLER, D. R.; MILLER, G. L.; BEN-DOV, Y.; HARDY, N. B. **ScaleNet: A literature-based model of scale insect biology and systematics**. 2016. Disponível em: <<http://scalenet.info>>. Acesso em: 02 jul. 2020.

GASSEN, D. N. Manejo de *Diloboderus abderus* em lavouras e pastagens. In: ROSSELLO, R. D. **Siembra Directa em el Cono Sur**. Montevideo: PROCISUR, 2001. 450 p. p.173-182.

GBIF - Global Biodiversity Information Facility. **Scapteriscus**. Disponível em: <https://www.gbif.org/pt/occurrence/search?offset=120&taxon_key=1716084>. Acesso em: 24 ago. 2021.

GERSON, U.; MESCHELOFF, E.; DUBITZKI, E. The introduction of *Neodusmetia sangwani* (Rao) (Hymenoptera: Encyrtidae) into Israel for the control of the Rhodesgrass Scale, *Antonina graminis* (Maskell) (Homoptera: Pseudococcidae). **Journal of Applied Ecology**, London, v. 12, n. 3, p. 767-779, 1975.

GILL, H. K.; CAPINERA, J. L.; MCSORLEY, R. **Lesser Cornstalk Borer, *Elasmopalpus lignosellus* (Zeller) (Insecta: Lepidoptera: Pyralidae)**. Gainesville: Entomology and Nematology Department, University of Florida. (Document EENY-155). Disponível em: <<http://entomology.ifas.ufl.edu/creatures>>. Acesso em: 02 ago. 2021.

GOMEZ, S. A. **Controle de *Mocis latipes* (Guen., 1852) em soja recém-emergida sob milho dessecado**. Dourados: Embrapa Agropecuária Oeste, 1998. 3 p. (Pesquisa em Andamento, 7).

GRAZIA, J.; CAVICHIOLI, R. R.; WOLFF, V. R. S.; FERNANDES, J. A. M.; TAKIYA, D. A. Hemiptera. In: RAFAEL, A.; MELO, G. A. R.; CARVALHO, C. J. B.; CASARI, S. A.; CONSTANTINO, R. (Orgs.). **Insetos do Brasil: diversidade e taxonomia**. Ribeirão Preto: Editora Holos, 2012. 810 p. p. 347-406.

GRAZIA, J.; SCHWERTNER, C. F.; SILVA, E. J. E. Arranjos taxonômicos e nomenclaturais em *Scaptocorini* (Hemiptera: Cydnidae, Cephaloectinae). **Neotropical Entomology**, Londrina, v. 33, n. 4, p. 511-512, 2004.

GRZYWACZ, A.; PAPE, T.; HUDSON, W. G.; GOMEZ, S. Morphology of immature stages of *Atherigona reversura* (Diptera: Muscidae), with notes on the recent invasion of North America. **Journal of Natural History**, London, v. 47, p. 1055-1067, 2013.

GUSMÃO, M. R.; VALÉRIO, J. R.; MATTÁ, F. P.; SOUZA, F.H.D.; VIGNA, B.B.Z.; FÁVERO, A. P.; BARIONI, W.; INÁCIO, G. R. Warm-season (C4) turfgrass genotypes resistant to spittlebugs (Hemiptera: Cercopidae). **Journal of Economic Entomology**, Annapolis v. 109, p. 1135-1921, 2016.

HAAS, I. C. R. **Gramíneas forrageiras como potenciais hospedeiros alternativos para o fitoplasma do enfezamento vermelho do milho**. 2005. 38 f. Dissertação (Mestrado em Fitopatologia). Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz, Piracicaba.

HOLMANN, F.; PECK, D. C. Economic damage caused by spittlebugs (Homoptera: Cercopidae) in Colombia: A first approximation of impact on animal production in *Brachiaria decumbens* pastures. **Neotropical Entomology**, Londrina, v. 31, n. 2, p. 275-284, 2002.

JUSTI JR., J.; IMINES, S. L.; BREGMANN, E. C.; CAMPOS-FARINHA, A. E. C.; ZORZENON, F. J. Formigas cortadeiras. **Boletim Técnico do Instituto Biológico de São Paulo**, n. 4, p. 1-31, 1996.

KONSTANTINOV, A. S.; BASELGA, A.; GREBENNIKOV, V. V.; PRENA, J.; LINGAFELTER, S. W. **Revision of the Palearctic *Chaetocnema* species (Coleoptera: Chrysomelidae: Galerucinae: Alticini)**. Moscow: Pensoft Publishers, 2011. 363 p.

LAPOINTE, S. L. Manejo de los plagas clave para forrajes de las sabanas neotropicales. **Pasturas Tropicales**, Cali, v. 15, p. 1-9, 1993.

LAPOINTE, S. L.; SERRANO, M. S.; CORRALES, I. J. Resistance to leaf-cutter ants (Hymenoptera: Formicidae) and inhibition of their fungal symbiont by tropical forage grasses. **Journal of Economical Entomology**, College Park, v. 3, p. 757-765, 1996.

LAPOINTE, S. L.; SERRANO, M. S.; VILLEGAS, A. Colonization of two tropical forage grasses by *Acromyrmex landolti* in eastern Colombia. **Florida Entomologist**, Gainesville, v. 76, p. 359-365, 1993.

LASTRA, L. A., GOMEZ, L. A. Observaciones del ciclo de vida de la escama blanca, *Duplachionaspis divergens* (Green) (Homoptera: Diaspididae) y reconcimient de enemigos naturales. In: CONGRESO COLOMBIANO DE LA ASOCIACIÓN DE TÉCNICOS DE LA CANA DE AZUCAR, 4, 1997, Cali. **Anais...** Cali: Asociación Colombiana de Técnicos de la Caña de Azúcar, TECNICAÑA, p. 24-26, 1997.

LECOQ, M. **Gafanhotos do Brasil. Natureza do problema e bibliografia / Les criquets du Brésil. Nature du problème et bibliographie.** Brasília: Embrapa/NMA; Montpellier: CIRAD/PRIFAS, 1991. 158 p.

LECOQ, M.; MAGALHÃES, B. P. Gafanhotos do Brasil. In: MAGALHÃES B. P.; LECOQ, M. (Eds.) **Bioinseticida e gafanhotos-praga.** Brasília: Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, 2006. 123 p. cap. 1, p. 23-37.

LEITE, L. G.; ALVES, S. B.; TAKADA, H. M.; BATISTA FILHO, A.; ROBERTS, D. W. Occurrence of entomophthorales on spittlebugs pests of pasture in Eastern São Paulo State, Brazil. **Arquivos do Instituto Biológico**, São Paulo, v. 69, n. 3, p. 63-68, jul./set., 2002.

LIMA, S. S.; ALVES, B. J. R.; AQUINO, A. M.; MERCANTE, F. M.; PINHEIRO, É. F. M.; SANT'ANNA, S. A. C.; URQUIAGA, S.; BODDEY, R. M. Relação entre a presença de cupinzeiros e a degradação de pastagens. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 46, n. 12, p. 1699-1706, 2011.

LIRA, E. C.; TORRES, F. Z. V.; VALÉRIO, J. R.; DE PAULA, W. V. F.; WEIS, G. M.; OLIVEIRA, M. M. C. Comparação de métodos para criação de percevejo castanho em casa de vegetação. In: Reunião Anual do Instituto Biológico de São Paulo, 27, 2014, São Paulo. **Resumos...** São Paulo: Instituto Biológico de São Paulo, Biológico, 2014.

LOESCH, L. **Nova praga das pastagens e cultivos.** Jornal Dia de Campo, 15 mar. 2011. Disponível em: <<http://www.diadecampo.com.br/zpublisher/materias/Materia.asp?id=23868&secao=Sementes%20e%20Mudas>>. Acesso em: 09 jul. 2021.

LÓPEZ, A. L. C. Estudios del ciclo de vida del chinche de los pastos. **Revista Virtual Universidad Católica del Norte**, Medellín, n. 31, p. 294-303, 2010.

LUDWIG, S., BOGRÁN, C. E. A pain in the grass. **Ornamental Outlook**, Florida, p. 50, 2006.

MALAGUIDO, A. B.; OLIVEIRA, L. J.; LANTMANN, A. Efeito da adubação química sobre a população do percevejo castanho, *Scaptocoris castanea* Perty (Cydnidae). In: REUNIÃO SUL-BRASILEIRA SOBRE PRAGAS DE SOLO, 7, 1999, Piracicaba. **Resumos...** Piracicaba: FEALO, 1999.

MALAGUIDO, A. B.; OLIVEIRA, L. J.; SOSA-GOMEZ, D. R. Efeito de fungos entomopatogênicos sobre o percevejo-castanho-da-raiz. In: OLIVEIRA, L.J. (Org.) **Efeito de**

inseticidas químicos e de fungos entomopatogênicos sobre o percevejo-castanho-da-raiz: resultados da safra 1999/2000. Londrina: Embrapa Soja, 2000. 36 p. (Documentos, 150).

MALUMPHY, C. Incursions of *Duplachionaspis divergens* (Green), an Asian pest of grasses, and *D. exalbida* (Cockerell), a South African pest of aloe, in Britain (Hemiptera: Diaspididae). **Entomologist's Monthly Magazine**, Buckinghamshire, v. 148, n. 1772-1775, p. 23-30, 2012.

MARICONI, F. A. M. **As Saúvas**. São Paulo: editora Agronômica Ceres, 1970. 167 p.

MARICONI, F. A. M.; MARANHÃO, Z. C.; MONTEIRO, A. R. Contribuição para o conhecimento de duas espécies de cupim do Vale do Paraíba (Estado de São Paulo). **Anais da Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz**, v. 22, p.233-245, 1965.

MATIAS, F. I.; SAMPAIO, M. V.; COELHO, L.; GRAZIA, J. Occurrence of *Scaptocoris castanea* Perty (Hemiptera: Cydnidae) damaging *Azadirachta indica* (Meliaceae) seedlings in Brazil. **Neotropical Entomology**, Londrina, v. 40, n. 2, p. 288-289, 2011.

MATTHEWS, M. **Heliothinae moths of Australia:** a guide to pest bollworms and related noctuid groups. Melbourne: CSIRO, 1999. 320 p.

MEDEIROS, M. O.; COSTA, C.; AMARAL, J. L.; MEIRELLES, P. R. L. Avaliação da migração de ninfas de *Scaptocoris carvalhoi* Becker, 1967 (Hemiptera, Cydnidae) em plantas de importância econômica e invasora em teste com oportunidade de escolha. **Biodiversidade**, v. 14, n. 1, p. 13-21, 2015.

MENDES, S. M.; SILVA, A. F.; CARVALHO, S. S. S.; FERNANDES, C. S.; SOUZA, A. **Buva (Conyza spp.): pode ser considerada planta hospedeira de Spodoptera frugiperda e Helicoverpa armigera?** Sete Lagoas: Embrapa Milho e Sorgo, 2016. 7 p. (Comunicado Técnico, 215).

MILLA-LEWIS, S. R.; YOUNGS, K. M.; ARRELLANO, C.; CARDOZA, Y. J. Tolerance in St. Augustinegrass Germplasm against *Blissus insularis* Barber (Hemiptera: blissidae). **Crop Science**, Madison, v. 57, p. 1-11, 2017.

MIRANDA, J. E. **Manejo integrado de pragas do algodoeiro no cerrado brasileiro**. Campina Grande: Embrapa Algodão, 2010. 37 p. (Circular Técnica, 131).

MONTERO, D. A. V.; NARANJO, N.; STRAHLEN, M. A. V. Efecto insecticida del extracto de semillas de neem (*Azadirachta indica* A. Juss) sobre *Collaria scenica* Stål (Hemiptera: Miridae). **EntomoBrasilis**, Rio de Janeiro, v. 5, n. 2, p. 125-129, 2012.

MONTEIRO, G. G.; WOLFF, V. R. S.; PERONTI, A. L. B. G.; MARTINELLI, N. B.; ANJOS, I. A. First Record of *Hemiberlesia musae* Takagi & Yamamoto, 1974 and *Duplachionaspis divergens* (Green, 1899) (Hemiptera: Diaspididae) on Sugarcane in Greenhouse in Brazil. **Journal of Agricultural Science**, Ontario, v. 11, n. 2, p. 392-396, 2019.

MURÚA, M. G.; VIRLA, E. Population parameters of *Spodoptera frugiperda* (Smith) (Lep.: Noctuidae) fed on corn and two predominant grasses in Tucumán (Argentina). A laboratory study. **Acta Zoológica Mexicana**, Xalapa, v. 1, n. 20, p. 199-210, 2004.

NARANJO, N.; MONTERO, D. A. V.; SAÉNZ, A. Control de la chinche de los pastos *Collaria scenica* (Hemiptera: Miridae) con nematodos entomopatogénos en invernadero. **Revista Brasileira de Ciências Agrárias**, Recife, v. 8, n. 1, p.9 0-94, 2013.

- NARDI, C.; FERNANDES, P. M.; RODRIGUEZ, O. D.; BENTO J. M. S. Flutuação populacional e distribuição vertical de *Scaptocoris carvalhoi* Becker (Hemiptera: Cydnidae) em área de pastagem. **Neotropical Entomology**, Londrina, v. 36, p. 107-111, 2007.
- NASCIMENTO, V. L.; MIRANDA, J. E.; MALAQUIAS, J.; CARVALHO, M. C. S.; LINS, L. C. P.; PANIAGO, J. Sulphur sources on the management of *Scaptocoris castanea* (Hemiptera: Cydnidae) on cotton. **Revista Colombiana de Entomologia**, Cali, v. 40, n. 1, p. 15-20, 2014.
- NEVES, P. J.; ALVES, S. B. Controle associado de *Cornitermes cumulans* (Kollar, 1832) (Isoptera: Termitidae) com *Metarhizium anisopliae*, *Beauveria bassiana* e imidacloprid. **Scientia Agricola**, Piracicaba, v. 56, n. 2, p. 305-311, 1999.
- OHASHI, O. S.; REIS, P. R.; CIOCIOLA, A.; RIOS, E. **Bioecologia de *Blissus leucopterus* (Say, 1822) (Hemiptera-Lygaeidae) no Estado de Minas Gerais**. Belo Horizonte: EPAMIG, 26 p. 1980.
- OLIVEIRA, E. D. M. **Metodologia de criação, ocorrência e flutuação populacional do percevejo castanho das raízes *Atarsocoris* sp. (Hemiptera: Cydnidae) em áreas de pastagens de Jaguapitã – PR**. 2003. 86 f. Tese (Doutorado em Agronomia). Universidade Estadual de Londrina, Londrina.
- OLIVEIRA, E. D. M.; PASINI, A.; FONSECA, I. C. B. Abundância estacional do percevejo-castanho-das-raízes *Atarsocoris* sp. (Hemiptera: Cydnidae), em pastagens degradadas de Jaguapitã – PR. **Semina: Ciências Agrárias**, Londrina, v. 23, n. 2, p. 203-210, jul/dez. 2002.
- OLIVEIRA, L. J.; MALAGUIDO, A. B. Flutuação populacional de percevejos castanhos da raiz, *Scaptocoris castanea* Perty (Hemiptera: Cydnidae), no perfil do solo em áreas produtoras de soja nas regiões centro-oeste e sudeste do Brasil. **Neotropical Entomology**, Londrina, v. 33, n. 3, p.283-291, 2004.
- OLIVEIRA, L. J.; MALAGUIDO, A. B.; NUNES JÚNIOR, J.; CORSO, I. C.; DE ANGELIS, S.; FARIAS, L. C.; HOFFMANN-CAMPO, C. B.; LANTMANN, A. **Percevejo-castanho-da-raiz em sistema de produção de soja**. Londrina: Embrapa Soja, 2000. 44 p. (Circular Técnica, 28).
- OLIVEIRA, L. J.; SALVADORI, J. R. Insetos rízófagos (Coleoptera: Melolonthidae). In: PANIZZI, A. R.; PARRA, J. R. P. **Bioecologia e nutrição de insetos: base para o manejo integrado de pragas**. Brasília: Embrapa Informação Tecnológica; Londrina: Embrapa Soja, 2009. 1164 p. p. 569-593.
- OLIVEIRA, M. C.; DELLA LUCIA, T. M. C.; NASCIMENTO JR., D.; LIMA, C. A. Espécies forrageiras preferidas para o corte por *Atta bispaherica* Forel, 1908 (Hymenoptera: Formicidae). **Revista Ceres**, Viçosa, v. 49, p. 321-328, 2002.
- PANTALEÓN, G. P.; CHINEA, A. M. The Armored Scale: *Duplachionaspis divergens* (Green), a new pest of sugarcane detected recently in Mexico. **Sugar Journal**, New Orleans, v. 78, n. 5, p. 15-17, 2015. Disponível em: <<https://www.sugarjournal.com/wp-content/uploads/2015/10/SJ-Oct.-2015-45.3mb.pdf>>. Acesso em: 04 jul. 2020.
- PEDREIRA, B. C.; PITTA, R. M.; ANDRADE, C. M. S.; DIAS FILHO, M. B. **Degradação de pastagens de Braquiarião (*Brachiaria brizantha* cv. Marandu) no Estado de Mato Grosso**. Sinop: Embrapa Agrossilvipastoril, 2014. 24 p. (Documentos, 2).
- PEREIRA, M. F. A.; MENDES, E. E. B. Controle biológico de lagartas em pastagem de grama Tifton. **Pesquisa & Tecnologia**, São Paulo, v. 8, n. 1, p. 1-3, 2011.
- PICANÇO, M. C. **Manejo Integrado de Pragas**. Viçosa: UFV, 2010. 146 p.

PICANÇO, M.; LEITE, G. L. D.; MENDES, M. C.; BORGES, V. E. Ataque de *Atarsocoris brachiariae* Becker, uma nova praga das pastagens em Mato Grosso, Brasil. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 34, n. 5, p. 885-890, 1999.

PITTA, R. M.; MATIERO, S. C.; CORASSA, J. N.; RAMPELOTTI-FERREIRA, F. T. Influence of pastoral systems on *Mahanarva spectabilis* (Distant) (Hemiptera: Cercopidae) and the entomopathogen *Metarhizium anisopliae* (Metsch.) Sorokin. **Scientific Electronic Archives**, Rondonópolis, v. 12, n. 5, p. 32-39, 2019.

PLAZA, T. G. D.; CARRIJO, T. F.; CANCELLO, E. M. Nest plasticity of *Cornitermes silvestrii* (Isoptera, Termitidae, Syntermitinae) in response to flood pulse in the Pantanal, Mato Grosso, Brazil. **Revista Brasileira de Entomologia**, Curitiba, v. 58, n. 1, p. 66-70, 2014.

PUPO, N. I. H. **Pastagens e forrageiras: pragas, doenças, plantas invasoras e tóxicas, controles**. Campinas: ICEA, 1977. 312 p.

RAMOS, V. M. **Desenvolvimento de iscas atrativas para a formiga cortadeira de gramíneas *Atta capiguara* Gonçalves, 1944 (Hymenoptera, Formicidae)**. 2005. 74 f. Tese (Doutorado em Entomologia). Universidade Estadual Paulista, Faculdade de Ciências Agronômicas, Botucatu.

REINERT, J. A.; CHANDRA, A.; ENGELKE, M. Susceptibility of genera and cultivars of turfgrass to southern chinch bug *Blissus insularis* (Hemiptera: Blissidae). **Florida Entomologist**, Gainesville, v. 94, p. 158-163, 2011.

REIS, P. R.; COSTA JR, A.; LOBATO, L. C. *Blissus leucopterus* (Say, 1832) (Hemiptera: Lygaeidae), nova praga de gramíneas, introduzida no Estado de Minas Gerais. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, Londrina, v. 5, p. 241-2, 1976.

REVISTA CULTIVAR. **Helicoverpa armigera ataca pastagens no MS**. Revista Cultivar, 2014. Disponível em: <<https://www.grupocultivar.com.br/noticias/helicoverpa-armigera-ataca-pastagens-no-ms>>. Acesso em: 05 ago. 2018.

RIBEIRO, L. P.; CASTILHOS, R. V. **Manejo integrado de pragas em pastagens: ênfase em pragas-chave das gramíneas perenes de verão**. Florianópolis: Epagri, 2018. 52 p. (Boletim Técnico, 185).

RIBEIRO, L. P.; MENEZES-NETTO, A. C.; JOCHIMS, F.; HASEYAMA, K. L. F.; CARVALHO, C. J. B. First record of *Atherigona reversura* Villeneuve (Diptera: Muscidae) feeding on Bermudagrass (*Cynodon dactylon* cv. Jiggs, Poaceae) in Brazil: morphological and molecular tools for identification. **Revista Brasileira de Entomologia**, Curitiba, v. 60, n. 3, p. 270-274, 2016.

RUIZ, M.; VÉLEZ, C. **Heteroptera fitófagos e predadores em pastagens do Estado do Espírito Santo, Brasil**. 2014. 97 f. Dissertação (Mestrado em Entomologia). Universidade Federal de Viçosa, Viçosa.

SALES JUNIOR, O.; MEDEIROS, M. O. Percevejos castanhos da raiz em pastagens. In: REUNIÃO SUL-BRASILEIRA SOBRE PRAGAS DO SOLO, 8., 2001, Londrina. **Anais...** Londrina: Embrapa Soja, 2001. p. 71-78.

SALVADORI, J. R.; PEREIRA, P. R. V. S. **Manejo integrado de corós em trigo e culturas associadas**. Passo Fundo: Embrapa Trigo, 2006. 13 p. (Comunicado Técnico, 203).

SANTOS, R. S.; ANDRADE, C. M. S.; MOURA, L. A. **Pulguinha-do-Arroz (*Chaetocnema* sp.) (Coleoptera: Chrysomelidae): nova praga de pastagens no Estado do Acre**. Rio Branco: Embrapa Acre, 2020. 10 p. (Comunicado Técnico, 202).

SCHWERTNER, C. F.; NARDI, C. Burrower Bugs (Cydnidae). In: PANIZZI, A. R.; GRAZIA, J. (Eds.) **True bugs (Heteroptera) of the Neotropics**. New York: Springer, 2015. p. 639-680.

SILVA, D. B.; ALVES, R. T.; FERREIRA, P. S. F.; CAMARGO, A. J. A. *Collaria oleosa* (Distant, 1883) (Heteroptera: Miridae), uma praga potencial na cultura do trigo na região dos cerrados. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 29, p. 2007-2012, 1994.

SILVA, M. T. B.; SALVADORI, J. R. Coró-das-pastagens. In.: SALVADORI, J. R.; ÁVILA, C. J.; SILVA, M. T. B. (Eds.) **Pragas de Solo no Brasil**. Passo Fundo: Aldeia Norte Editora, 2020. 628 p. cap. 8, p. 215-231.

SIMON, J. E.; SILVA, E. S.; MEDEIROS, R. D.; LIMA, A. C. S.; FIDELIS, E. G.; SILVA, R. O.; BENDAHAN, A. B.; SCHURT, D. A. Biological aspects of *Blissus pulchellus* Montadon (Hemiptera: Blissidae) regarding the resistance of forage poaceae. **Revista Brasileira de Ciências Agrárias**, Recife, v.16, n.4, e8718, 2021.

SOUZA, C. P. R., TURCHEN, L. M., COSSOLIN, J. F. S.; PEREIRA, M. J. B. Flight dispersion in field and reproductive status of *Scaptocoris castanea* Perty (Hemiptera: Cydnidae). **EntomoBrasilis**, Rio de Janeiro, v. 12, n. 1, p. 44-46, 2019.

SPARKS, A. N. A review of the biology of the fall armyworm. **Florida Entomologist**, Gainesville, v. 62, p. 82-87, 1979.

SUJII, E. R.; GARCIA, M. A.; FONTES, E. M. G. Movimentos de migração e dispersão de adultos da cigarrinha-das-pastagens. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 35, n. 3, p. 471-480, 2000.

TEIXEIRA, C. A. D.; TOWNSEND, C. R. **Ocorrência e indicações de controle do Curuquerê dos capinzais (*Mocis latipes* Guen.) no capim-elefante (*Pennisetum purpureum* Schum.) em Porto Velho-RO**. Porto Velho: Embrapa, 1997. (Comunicado técnico, 135).

TOLOTTI, A.; AZEVEDO FILHO, W. S.; VALIATI, V. H.; CARVALHO, G. S.; VALÉRIO, J. R. **Cigarrinhas-das-pastagens em gramíneas forrageiras no Brasil**. Porto Alegre: Evangraf, 2018. 119 p.

TORRES, F. Z. V.; AMARAL, B. B.; ANGELO, T. M.; MONTAGNER, D. B.; ARAÚJO, A. R.; BARBOSA, R. A.; SUJII, E.; LIRA, E. C.; WEIS, G. M. **Ocorrência, flutuação populacional e danos de percevejo castanho em cultivares de pastagens**. Campo Grande: Embrapa Gado de Corte, 2020. 35 p. (Boletim de Pesquisa, 44).

TORRES, F. Z. V.; LIRA, E. C.; VALÉRIO, J. R.; DE PAULA, W. V. F.; WEIS, G. M.; KALACHE, S. H.; OLIVEIRA, M. C. M. Flutuação populacional e distribuição de percevejo castanho no perfil do solo em área de pastagem localizada no município de Ribas do Rio Pardo – MS. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA, 25, 2014, Goiânia. **Anais...** Santo Antônio de Goiás: Sociedade Entomológica do Brasil, 2014.

TORRES, F. Z. V.; MONTAGNER, D. B.; EUCLIDES, V. P. B.; SOUZA, M. Infestação da cochonilha *Duplachionaspis divergens* em gramínea forrageira manejada em diferentes alturas. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA, 28, 2022, Fortaleza. **Anais...** Fortaleza: Sociedade Entomológica do Brasil, 2022.

TORRES, F. Z. V.; SOUZA, D. A.; LIRA, E. C.; FARIA, M.; SUJII, E.; LOPES, R. B. Occurrence of the anamorphic stage of *Ophiocordyceps myrmicarum* on a non-Formicidae insect in integrated crop-livestock farming systems. **Fungal Ecology**, London, v. 34, p. 83-90, 2018.

TORRES, F. Z. V.; VALÉRIO, J. R.; SANTOS, R. N.; AMARAL, B. B.; WOLFF, V. R. S. First record of *Duplachionaspis divergens* (Green, 1899) (Hemiptera: Diaspididae) in forage grasses in Brazil. **Entomological Communications**, Santo Antônio de Goiás, v. 3, p. 1-3, 2021.

TOSCANO, L. C.; SCHLICK-SOUZA, E. C.; MAMORÉ MARTINS, G. L.; SOUZA-SCHLICK, G. D.; MARUYAMA, W. I. Controle do cupim de montículo (Isoptera: Termitidae) de pastagem com fungos entomopatogênicos. **Revista Caatinga**, Mossoró, v. 23, n. 2, p. 6-11, 2010.

VALÉRIO, J. R. Ocorrência, danos e controle de cupins de montículo em pastagens. In REUNIÃO SUL-BRASILEIRA DE INSETOS DE SOLO, 5. Dourados. **Ata e Resumos...** Dourados: Embrapa Agropecuária Oeste, 1995. 110 p. 1995. p. 33-36.

VALÉRIO, J. R. **Lagartas das pastagens**. Campo Grande: Embrapa Gado de Corte, 1997. 3 p. (Gado de Corte Divulga, 26).

VALÉRIO, J. R. Percevejo castanho em pastagens: descrição do problema e observações gerais. In: WORKSHOP SOBRE PERCEVEJO CASTANHO DA RAIZ, 1999, Londrina. **Ata e Resumos...** Londrina: Embrapa Soja, 1999. p. 43-44. (Documentos, 127).

VALÉRIO, J. R. **Percevejo-das-gramíneas: *Blissus leucopterus* ou *Blissus antillus*?** Campo Grande: Embrapa Gado de Corte, 2000. (Gado de Corte Divulga, 43).

VALÉRIO, J. R. Considerações sobre a morte de pastagens de *Brachiaria brizantha* cultivar Marandu em alguns Estados do Centro e Norte do Brasil – Enfoque entomológico. In: BARBOSA, R. A. (Ed.) **Morte de pastos de braquiárias**. Campo Grande: Embrapa Gado de Corte, 2006a. 206 p. cap. 8, p. 135-150.

VALÉRIO, J. R. **Cupins-de-montículo em pastagens**. Campo Grande: Embrapa Gado de Corte, 2006b. 33 p. (Documentos, 160).

VALÉRIO, J. R. **Cigarrinhas-das-pastagens**. Campo Grande: Embrapa Gado de Corte, 2009a. 51 p. (Documentos, 179).

VALÉRIO, J. R. Lagartas em Pastagens. **Revista JC Maschietto**, n. 7, 2009b. Disponível em: <http://www.jcmaschietto.com.br/index.php?link=artigos&sublink=artigo_58>. Acesso em: 04 jun. 2018.

VALÉRIO, J. R. Manejo de Insetos-Praga. In: REIS, R. A.; BERNARDES, T. F.; SIQUEIRA, G. R. (Eds.). **Forrageicultura: ciência, tecnologia e gestão dos recursos forrageiros**. Jaboticabal: Multipress, 2013. 714 p. p. 317-331.

VALÉRIO, J. R.; KOLLER, W. W. Proposição para o manejo integrado das cigarrinhas-das-pastagens. **Pasturas Tropicales**, Bogotá, v. 15, n. 3, p. 10-16, 1993.

VALÉRIO, J. R.; MACEDO, N.; WILCKEN, C. F.; CONSTANTINO, R. Cupins em pastagens, cana-de-açúcar e plantações florestais. In.: SALVADORI, J. R.; ÁVILA, C. J.; SILVA, M. T. B. (Eds.) **Pragas de Solo no Brasil**. Passo Fundo: Aldeia Norte Editora, 2020. 628 p. cap. 21, p. 503-540.

VALÉRIO, J. R.; NAKANO, O. Dano causado por adultos da cigarrinha *Zulia entreriana* (Berg, 1879) (Homoptera: Cercopidae) na produção de raízes de *Brachiaria decumbens*. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, Londrina, v.16, n. 1, p. 205-212, 1987.

VALÉRIO, J. R.; NAKANO, O. Danos causados pelo adulto da cigarrinha *Zulia entreriana* na produção e qualidade de *Brachiaria decumbens*. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 23, n. 5, p. 447-453, 1988.

- VALÉRIO, J. R.; REIS, P. R.; LIMA, O. G. Percevejo-das-gramíneas, *Blissus leucopterus*? In: VILELA, E. F.; ZUCCHI, R. A. (Eds.). **Pragas Introduzidas no Brasil**: insetos e ácaros. Piracicaba: FEALQ, 2015. p. 708-719.
- VALÉRIO, J. R.; SANTOS, A. V.; SOUZA, A. P.; MACIEL, A. M.; OLIVEIRA, M. C. M. Controle químico e mecânico de cupins de montículo (Isoptera: Termitidae) em pastagens. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, Londrina, v. 27, n. 1, p. 125-132, 1998.
- VALÉRIO, J. R.; TORRES, F. Z. V. **Cigarrinhas-das-pastagens e a Brachiaria híbrida BRS Ipyporã**. Campo Grande: Embrapa Gado de Corte, 2019. 3 p. (Nota Técnica). Disponível em: <<https://www.embrapa.br/documents/1355108/25977269/Cigarrinhas-das-Pastagens+e+a+Brachiaria+h%C3%ADbrida+BRS+Ipypor%C3%A3/13a9e61f-f1de-79e3-9b9e-7c4a85e57329?version=1.0>>. Consultado em: 29 jul. 2021.
- VALÉRIO, J. R.; VIEIRA, J. M.; VALLE, L. C. S. Ocorrência de *Blissus antillus* Leonard (Hemiptera: Lygaeidae: Blissinae) em pastagem no Estado de Mato Grosso do Sul. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, Londrina, v. 28, n. 3, p. 527-529, 1999.
- VIANA, P. A. **Manejo de elasmos na cultura do milho**. Sete Lagoas: Embrapa Milho e Sorgo, 2009. 8 p. (Circular Técnica, 118).
- VIVAN, L. M.; NARDI, C.; GRAZIA, J.; BENTO, J. M. S. Description of the immatures of *Scaptocoris carvalhoi* Becker (Hemiptera: Cydnidae). **Neotropical Entomology**, Londrina, v. 42, p. 288-292, 2013.
- WAQUIL, J. M.; VIANA, P. A.; CRUZ, I.; SANTOS, J. P. Aspectos da biologia da cigarrinha-do-milho, *Dalbulus maidis* (DeLong & Wolcott) (Hemiptera: Cicadellidae). **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, Jaboticabal, v. 28, n. 3, p. 413-420, 1999.
- WEIS, G. M. **Aspectos bioecológicos e morfológicos de *Scaptocoris carvalhoi* Becker, 1967 (Hemiptera: Cydnidae) em *Panicum maximum* cv. Mombaça no ecótono Cerrado-Pantanal**. 2016. 46 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia). Universidade Estadual de Mato Grosso do Sul, Aquidauana.
- WILCKEN, C. F.; BERTI FILHO, E. Controle biológico de formigas cortadeiras. In: CURSO DE ATUALIZAÇÃO NO CONTROLE DE FORMIGAS CORTADEIRAS, 3, 1994, Piracicaba. **Anais...** Piracicaba: IPEF/PCMP, 1994. 61 p.
- WILCKEN, C.; RAETANO, C.; FORTI, L. Termites pests in Eucalyptus forests of Brazil. **Sociobiology**, Feira de Santana, v. 40, p. 179-190, 2002.
- WILLIAMS, R. N.; SCHUSTER, M. F. Cochonilha dos capins (*Antonina graminis*) no Brasil. I - Distribuição e plantas hospedeiras. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 5, p. 215-218, 1970.
- XAVIER, L. M. S.; ÁVILA, C. J. Patogenicidade, DL50 e TL50 de isolados de *Metarhizium anisopliae* (Metsch.) Sorok. para o percevejo castanho das raízes *Scaptocoris carvalhoi* Becker (Hemiptera: Cydnidae). **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 35, n. 4, p. 763-768, 2005.
- ZANETTI, R.; ZANUNCIO, J. C.; SOUZA-SILVA, A.; MENDONÇA, L. A.; MATTOS, J. O. S.; RIZENTAL, M. S. Eficiência de produtos termonebulígenos no controle de *Atta laevigata* (Hymenoptera: Formicidae) em plantio de eucalipto. **Ciência e Agrotecnologia**, Lavras, v. 32, n. 4, p. 1313-1316, jul./ago., 2008.

Embrapa

Gado de Corte



MINISTÉRIO DA
AGRICULTURA, PECUÁRIA
E ABASTECIMENTO

