

Capítulo 5 - PRAGAS EM VIVEIRO DE EUCALIPTO

Dalva Luiz de Queiroz

Jaime Iván Rodríguez Fernández

José Cola Zanuncio

1 - Moscas de viveiro

Várias espécies de moscas são infestantes de viveiros de produção de mudas de espécies florestais e outras culturas no Brasil e em outros países. As principais espécies são insetos do gênero *Bradysia* spp., *Sciara* spp., *Scythropochroa* spp e *Scatella* spp. , popularmente conhecidas por moscas de viveiro, moscas das raízes, mosca de fungos, fungus gnat, darkwinged fungus gnat e Shore flies. As espécies que causam maiores danos são do gênero *Bradysia*, por estarem associadas as raízes e estacas em jardins clonais. *Scatella* spp. (shore flies) já foi observada em grandes populações associada a viveiros de produção de mudas de *Eucalyptus dunnii* e *E. benthamii* em Guarapuava, no Paraná (Figura 1).

Moscas das raízes - *Bradysia coprophila* (Lintner, 1895) (Diptera: Sciaridae)

Introdução

Bradysia coprophila (moscas das raízes, Mosca de fungos, Fungus gnat) ocorre em todos os estados brasileiros e ataca batata, trigo, cogumelos, ornamentais, palmeiras e mudas de espécies florestais.

Descrição

Os ovos férteis apresentaram coloração amarelo-clara, tornando-se pardos próximo à eclosão, quando são visíveis os olhos das larvas, apresentando comprimento de 0,48 mm e 0,17 mm no longitudinal e transversal respectivamente

As larvas são brancas, estreitas, sem pernas, com a cabeça preta e o aparelho bucal semi-transparente, a pele deixa ver o conteúdo do trato digestivo, o comprimento quando a larva esta totalmente desenvolvida é de aprox. 6 mm. Não existem outras larvas parecidas em casas de vegetação (MEAD e FASULO, 2001).

Os adultos são pequenos aprox. 3 mm, são insetos delicados, o corpo tem cor marrom escuro, asas escurecidas, cabeça pequena, redondeada, olhos moderadamente proeminentes que unem-se acima da base das antenas, patas e asas comparativamente longas (MEAD E FASULO, 2001).

Ciclo de vida

Cada fêmea em condições de laboratório pode por entre 6 até 57 ovos com uma média de 18 ovos. O tempo de desenvolvimento embrionário: 2,6 dias, primeiro estágio: 2,0; segundo estágio: 2,0; terceiro estágio: 4,0; pupa: 2,7; longevidade do adulto: macho 2,0; fêmea: 2,6. (ZANUNCIO et al., 1996).

Danos e sintomas nas plantas hospedeiras

Em viveiros de produção de mudas por estaquia ou miniestaquia, as larvas se alimentam da parte terminal da estaca que fica dentro do solo. Com isso destrói as raízes em formação e não deixam formar novas raízes. Fazem galerias nas estacas e permite a entrada de fungos (Figura 2). apodrecedores, diminuindo a porcentagem de enraizamento das mudas.

Controle

Os adultos podem ser encontrados em áreas úmidas e que contenha matéria orgânica. Estes devem ser monitorados pelo uso de armadilhas amarelas adesivas e procurados sobre as mudas, tubetes, frestas entre os materiais do viveiro, locais pouco iluminados, madeira, e outros locais.

O monitoramento é a chave para a detecção precoce e tomada de decisão quanto ao controle. As armadilhas adesivas devem ser colocadas logo acima das plantas. Recomenda-se o posicionamento das armadilhas na horizontal, com maior eficiência para os adultos desta espécie. O monitoramento e troca das armadilhas devem ser realizado no mínimo uma vez por semana. Quando retiradas as armadilhas, estas devem ser analisadas com auxílio de lupa, para classificar e quantificar os insetos.

As larvas normalmente permanecem nas camadas superficiais do substrato. Desta forma, podem ser monitoradas com pedaços de batata colocadas sobre o substrato (as larvas ficam debaixo da batata). Semanalmente estes pedaços de batata são retirados e analisados.

No controle cultural podem ser usadas moscas as que se desenvolvem em matéria orgânica que podem ser restos de plantas, fungos, musgos e algas, aliadas à alta umidade. A maioria das larvas se encontra próxima à superfície do substrato. Para que sua proliferação seja diminuída, deve-se ter um bom controle da irrigação, para que a umidade não seja excessiva. Altos níveis de umidade do substrato promovem o desenvolvimento de fungos, algas e conseqüentemente propiciam ambiente favorável ao desenvolvimento das larvas. Deve-se eliminar qualquer resto de matéria orgânica, dentro e nas proximidades do viveiro, eliminar fungos e musgos do substrato, bandejas, solos e outros.

Recomenda-se:

desfavorecer o habitat da praga, pelo aumento da ventilação e iluminação;

- eliminar o excesso de água, tais como a água estancada no solo e

embaixo das bandejas, algas, limo e fungos. Podem-se utilizar também produtos alguicidas e fungicidas no solo e no material utilizado na produção das mudas;

- não usar matéria orgânica parcialmente decomposta, ou seja, o composto orgânico, quando utilizado como substrato, deve estar totalmente decomposto, caso contrário irá atrair as moscas;
- desinfestar o material de uso geral no viveiro, pois este pode estar infestado e ser fonte de disseminação da mosca.
- não deixar formar camada de algas sobre o substrato;
- usar uma camada de areia (1cm) sobre o substrato;

Para o controle biológico há indicações na literatura que esta mosca pode ser controlada utilizando-se *Bacillus thuringiensis* vr. *Israelensis* (Bt).

Nos EUA e Europa a utilização do nematóide *Steinernema feltiae* (Rhabditida: Steinernematidae) tem proporcionado um controle bastante eficiente em casas de vegetação, pois o ambiente úmido e sombreado predominante em áreas de propagação de mudas favorece o nematóide, que ataca tanto a larva como a pupa do inseto, proporcionando níveis de controle de até 90% (GOUGE E HAGUE, 1995).

2- Lagarta rosca

Várias espécies de lagartas são encontradas associadas a viveiros de produção de mudas florestais, principalmente *Agrotis ipisilon* e (*Nomophila* sp.) - (Lepidóptera: Pyralidae).

2-1- *Nomophila* sp. - (Lepidóptera: Pyralidae).

Introdução

A produção de mudas de *E. grandis* tem apresentado freqüentes problemas com lagartas-rosca, e embora as principais espécies praga desse grupo sejam do gênero *Agrotis* (Lepidóptera: Noctuidae), *Nomophila* sp. tem sido a espécie mais importante em Viçosa, Minas Gerais (SOSSAI et al., 1999). Algumas espécies de *Nomophila* apresentam distribuição geográfica limitada, enquanto outras podem ser encontradas em mais de um continente (SOSSAI et al., 1999). Uma importante característica de algumas espécies de *Nomophila* é que podem ser transportadas pelo vento distâncias de até 2500 Km (ZANUNCIO et al., 1999).

Descrição

a coloração dos ovos é branco-perola quando recém-colocados e cinza-chumbo próximos à eclosão, embora o formato possa variar, os ovos são colocados em fileiras simples. O número de ovos por fila varia de 3 até 62. Logo após a saída do ovo, as lagartas apresentam a cápsula cefálica marrom e o corpo, uniformemente, amarelo-palha, com manchas marrom-claras no

dorso. Após a primeira muda da larva e com o início da alimentação, a lagarta passa a marrom-esverdeada e volta à coloração amarelo-esverdeada durante a próxima muda. Este tipo de variação vai se repetindo nas sucessivas mudas (ecdise). No último estágio, a coloração das lagartas permaneceu semelhante àquela dos anteriores, porém apresentaram áreas do corpo mais escuras que nos primeiros estádios (TEIXEIRA et al., 1999).

No período que antecede à fase de pré-pupa, as lagartas aumentam o consumo de alimento e constroem a câmara pupal com pares de folhas, caulículos de mudas de eucalipto e excrementos unidos por fios de seda. As pupas permanecem durante todo o seu desenvolvimento nessas câmaras, construídas em vários locais também em folhas unidas ou em outras partes das mudas (TEIXEIRA et al., 1999).

Com o encolhimento do corpo, os segmentos da pré-pupa tornam-se mais largos e arredondados lateralmente, tendo na parte dorsal do corpo três linhas longitudinais escuras, separadas por linhas claras, sendo a central a mais estreita e escura. Quando tocadas as pré-pupas esticam-se, o que as duas linhas longitudinais laterais escuras são formadas por manchas. A coloração inicial das pré-pupas é mais pálida que a de lagartas de último estágio, que apresentam a porção ventral com tonalidade amarelo creme e as garras das pró-patas de coloração negra (TEIXEIRA et al., 1999).

A pupa apresenta coloração amarelo-creme, passando, ainda no primeiro dia, a marrom-clara. As suturas da cabeça e as intersegmentais e o ápice do abdome são mais escuros que o resto do corpo. A porção dorsal do corpo é, também, mais escura que a ventral. O que permite a diferenciação dos sexos.

O corpo do adulto é delgado, com coloração marrom-clara, sendo o tórax mais escuro que o abdome, que apresenta um pequeno tufo de pêlos em seu ápice. As pernas são amarelo-palha com esporas pequenas e finas.

Ciclo de vida

O período embrionário é de aprox. 4 dias. As lagartas, após a oviposição, eclodem entre 7 e 19 horas. O número de estádios larvais oscila entre cinco e seis demorando ao todo três semanas (TEIXEIRA et al., 1999). O período de pré-pupa demora quase dois dias. A fase de pupa dura aprox. uma semana e finalmente, após a saída dos adultos. A longevidade dos adultos dura entre 10 até 14 dias (SOSSAI et al., 1999).

Danos e sintomas nas plantas hospedeiras

Os picos populacionais desses insetos dependem também da disponibilidade de alimento, principalmente de plantas que apresentem caules tenros. Uma lagarta-rosca pode cortar dezenas delas em uma única noite. Por outro lado, as mudas de eucalipto mais desenvolvidas apresentam caulículos enrijecidos e as lagartas conseguem apenas roê-los ou alimentarem-se da sua porção apical, resultando em tombamento ou bifurcações. Em condições favoráveis, 50 a 100% de mudas florestais podem ser destruídas por essas pragas (TEIXEIRA

et al., 1999).

Controle

Observações de campo mostraram um baixo impacto de parasitóides e predadores sobre populações de *Nomophila* sp., pois na presença de estes inimigos, o dano causado pela praga foi alto, fazendo necessária a aplicação de inseticidas (ZANUNCIO et al., 1999).

2-2 -*Agrotis ipsilon* (Hufnagel, 1767) (Lagarta rosca) (Lepidoptera: Noctuidae)

Introdução

As lagartas-roschas pertencentes ao gênero *Agrotis* constituem um importante grupo de insetos-praga, devido, principalmente, aos prejuízos causados a grande número de plantas cultivadas e à sua vasta distribuição geográfica. *Agrotis ipsilon* é a principal espécie de lagarta-rosca referida no Brasil e é um inseto polílogo, que ataca principalmente hortaliças (BENTO et al., 2007).

Pode atacar também outras espécies de diferentes famílias de plantas, em culturas como as de milho e soja e cultivos de subsistência como feijoeiro. Os prejuízos são causados pela lagarta que corta plântulas de até 10 cm de altura (BENTO et al., 2007).

A. ipsilon ocorre principalmente em locais mais úmidos e com grande capacidade de multiplicação, pois uma fêmea chega a colocar mais de mil ovos. Trata-se de um inseto de difícil controle, devido à dificuldade de visualização no campo, pelo seu hábito noturno, destruindo plantas recém-germinadas (BENTO et al., 2007).

Descrição

Segundo Gallo et al., (2002) os adultos são mariposas com 35 mm de envergadura, com asas anteriores marrons com alguma manchas pretas e asas posteriores semitransparentes (Figura 3). Os ovos de coloração branca são colocados nas folhas e as lagartas são de coloração pardo-acinzentada, escura, atingindo ao final de 30 dias do período larva, cerca de 45 mm de comprimento. As lagartas tem hábito noturno e durante o dia permanecem enroladas, abrigadas no solo, sob detritos ou outros (SANTOS et al., 2008) Por esta razão são conhecidas vulgarmente por lagarta rosca.

Ciclo de vida

O ciclo biológico de *A. ipsilon* é de 34 a 64 dias, sendo o período de ovo de 4 dias, de lagarta de 20 a 40 dias e de pupa de 10 a 20 dias (MOREIRA et al., 2007). A fase pupal se passa no solo.

Danos e sintomas nas plantas hospedeiras

As lagartas cortam as plantas rente ao solo (Figura 4), podendo cada lagarta destruir plantas até com 10cm de altura (GALLO et al., 2002). Segundo Santos et al. (2008), os danos são mais significativos quando o caule da muda de eucalipto ainda não está lignificado.

Controle

O controle pode ser biológico, com uso de parasitoides, cultural ou químico.

3- Grilo - *Gryllus assimilis* (Fabricius, 1775) (Ortóptera: Gryllidae)

Introdução

Os grilos são insetos pantófaos, mais conhecidos como pragas de hortas e jardins. Em lavouras, começam a ter maior importância no sistema plantio direto. O grilo-preto (*Gryllus assimilis*) vive em ambientes úmidos, sob torrões e restos culturais. O grilo-marrom (*Anurogryllus muticus*) faz galerias, deixando montículos de terra na entrada destas, denunciando sua presença na área. Os grilos têm hábitos noturnos e se alimentam na superfície ou cortam e carregam partes de plantas para dentro do solo. Os maiores danos às culturas ocorrem na primavera e no verão, especialmente logo após a emergência das plantas (SALVADORI, 1999).

Descrição

O inseto adulto tem cerca de 2 cm de comprimento. O seu corpo é de cor castanho-escura (Figura 5). As fêmeas se distinguem dos machos pelo seu ovipositor largo e forte. As antenas são mais compridas que o corpo, formadas de muitos segmentos. As pernas anteriores são adaptadas para a corrida e as posteriores para saltar (GRODZKI, 1972).

Ciclo de vida

O ciclo biológico anual difere dos acrídeos pelo estado de hibernação que aqueles atravessam quando ninfas, no subsolo. Alcançam maturação sexual completa realizando cinco mudas de pele. As fêmeas fecundadas, põem ovos em galerias subterrâneas, preferindo terrenos mais ou menos úmidos. Para aquecer as ninfas, tornam-se necessárias de cinco a seis semanas. O ciclo biológico mais curto é no verão, até três meses, menos que no inverno (GRODZKI, 1972).

Danos e sintomas nas plantas hospedeiras

O grilo é uma praga prejudicial ao eucalipto no viveiro, após o plantio, do seu primeiro ao segundo ano de vida. Por exemplo, segundo Grodzki (1972), em

plantios de *E. saligna* foram observados os seguintes danos: corte das folhas do vegetal, corte e ferimento dos ramos, morte da planta.

Com relação às folhas cortadas, foi observado que algumas plantas apresentam até 10 folhas cortadas na parte média do pecíolo das 15 existentes no pé. Esta destruição foi constatada nas folhas, geralmente, dos galhos inferiores e sua porcentagem foi avaliada em 20%. Também foram observados os estragos causados pelo corte dos ramos tenros e novos. Os cortes foram mais frequentes no terço superior do ramo atacado. Os ferimentos nos ramos e caule, causados pelo grilo, podem ser de duas formas: a) Simples mastigação em pontos dispersos dos ramos com a destruição da casca, b) Mastigação em um só ponto ou raramente três, destruindo a casca e o câmbio, dando o aspecto de um anel, na parte atacada (Figura 6). A forma anelar de destruição, oscila de 2 a 10 mm de espessura (largura) geralmente. O número de árvores em cujos ramos sofreram mastigação em diversos pontos atingiu a 5%. Num ramo mais ou menos resistente de 18 cm de comprimento, foram encontrados em média 30 pontos de simples mastigação nos locais de grande infestação de grilo. Os ramos que sofreram a simples mastigação regeneram-se em cerca de 90%. Isto se explica porque o ataque foi mais na casca, o que fazia um ponto destruído se compensado pela parte não atacada. Porém, os ramos que deveriam crescer em média 100 cm como os de regiões não atacadas cresceram apenas 50 cm, isto do primeiro para o segundo ano de vida. Este estrago foi verificado nos ramos inferiores e baixos da porção superior da árvore. A destruição anelar dos ramos parcial e total em alguns casos. Os ramos destruídos por um anel incompleto denominados de destruição anelar parcial. As árvores danificadas com este anel incompleto foram da ordem de 4%. A destruição anelar parcial provocou o crescimento de ramos com 45 cm ao invés de 100 cm. Por outro lado, a destruição anelar total dos ramos atingiu a 3% das árvores. Neste caso sabemos que a parte principal do ramo, ou seja, o câmbio destruído impede a circulação da seiva. A destruição completa ou não dos ramos sempre desenvolve uma árvore anormal.

As árvores que sofrem a destruição anelar da região do colo, ou seja, na região compreendida entre o caule e a raiz, morrem. O prejuízo dessa natureza encontrado no talhão observado foi de 1%. Quando a destruição anelar total se verifica pouco acima do solo, foi observado que algumas árvores reagiram com super-brotação, como se fossem podadas rente ao solo. Conseqüentemente, esta árvore será de baixo valor produtivo.

Se a destruição anelar for parcial no colo ou acima deste, a árvore cresce lentamente até regenerar-se a parte ofendida, tendo um atraso de até 30 cm no seu crescimento em altura durante um ano.

Após uma capinação no plantio, as raízes das árvores estão sujeitas ao ataque. Isto é explicado porque este inseto é de vida meio subterrânea. Porém a morte do eucalipto neste caso, segundo levantamentos, atingiu a 0,2%.

Controle

Pode ser mecânico, com a catação manual dos insetos, ou aplicação de uma isca inseticida, preparada de maneira caseira, utilizando como atrativo farelo de

trigo ou de arroz.

4- Paquinha

Gryllotalpa hexadactyla (Perty, 1832), ***Scapteriscus didactylus*** (Latreille, 1804) e ***Tridactylus politus*** Bruner, 1916 (paquinha, cachorrinho-da-terra, grilo-toupeiro ou grilotalpa). (Ortoptera: Gryllotalpidae)

Introdução

As paquinhas causam danos semelhantes aos da lagarta-rosca. Durante o dia, escondem-se em abrigos diversos e, preferencialmente à noite, danificam as mudas, alimentando-se de folhas, caules e raízes. Além dos danos diretos às plantas, escavam galerias subterrâneas ao longo dos canteiros, atingindo vários recipientes. Os danos diferem do de lagarta-rosca por ocorrerem de maneira desuniforme, quando os da primeira, normalmente, são em reboleiras (SANTOS et al., 2008).

Descrição

Os adultos têm 25 mm a 35 mm de comprimento, são de coloração marrom escura na parte dorsal e mais clara na ventral; têm um aspecto aveludado pela finíssima e curta pubescência que cobre o corpo, inclusive as pernas. As asas anteriores são do tipo tégmina, com nervuras bem proeminentes, são curtas, cobrindo apenas a parte anterior das asas posteriores. Estas são membranosas, bem desenvolvidas e, quando em repouso, ultrapassam a extremidade do abdômen. Pernas posteriores são do tipo saltatórias e as anteriores do tipo escavador, com as tíbias fortemente dilatadas, apresentando quatro grandes dactilos apicais. O gênero *Scapteriscus* é da mesma família e diferencia-se do gênero *Neocortilla* por apresentar apenas dois dactilos na tíbias. No geral, as espécies de ambos os gêneros são semelhantes. Gostam de solos úmidos, onde escavam galerias e alimentam-se de raízes e pequenos animais (FERREIRA E BARRIGOSI, 2006).

Ciclo de vida

As fêmeas fazem posturas de 20 a 60 ovos em ninhos subterrâneos. O período de incubação dura 14 a 21 dias, sendo a fase ninfal de aproximadamente 250 dias. Os adultos duram 240 a 300 dias (FERREIRA E BARRIGOSI, 2006).

Danos e sintomas nas plantas hospedeiras

Comem as raízes das mudas, abrem galerias no solo provocando sua elevação, reduzindo a germinação das sementes e destruindo os recipientes.

Dano é mais importante em sementeiras, principalmente de seringueira, mas atacam eucalipto, acácia-negra, entre outras (ZANETTI, 2009).

À noite podem vir à superfície e atacar as plantas de arroz logo abaixo da superfície do solo, provocando, às vezes, morte de grande número de plantas nas linhas. Em lavouras de arroz localizadas em solos úmidos, pode haver sério comprometimento do estande devido a este inseto. Tem-se notícia de que no Estado do Mato Grosso a paquinha vem sendo problema em algumas áreas de arroz, inclusive de arroz de terras altas (FERREIRA e BARRIGOSI, 2006).

Controle

Os adultos podem ser controlados por meios físicos, ou seja, são atraídos por luzes, podendo ser coletados em armadilhas luminosas.

Ferreira e Barrigossi (2006) recomendam o controle químico com isca à base de tricolorfon, sugerindo a seguinte receita: Misturar 1 kg de farelo de trigo, 50 g de tricolorfon 80% PS, 100 g de açúcar e 1 L de água. Aplicar de 30 a 35 kg ha⁻¹.

5- Pulgões

Toxoptera aurantii (Boyer de Fonscolombe, 1841) (Piolho negro dos citros)

(Insecta, Homoptera, Aphididae)

Introdução

Distribuídos em tudo o mundo associados com cítricos. Em regiões tropicais a espécie é polífaga atacando chá, café, mango e fruta do conde. Em países com clima mediterrâneo, é virtualmente monófago atacando apenas cítricos. Formas sexuais são desconhecidas. Anholociclismo é obrigatório. Os adultos podem estridular (muito audível), pelo contato das espinhas das tíbias sobre cada fêmea produz 50 até 70 ninfas. As colônias desenvolvem-se preferencialmente no lado inferior da foliagem. Também podem se desenvolver em brotos e botões florais (FAVRAL, 1997).

A temperatura ótima para o desenvolvimento de esta espécie é 20 até 25 °C. É um inseto de distribuição cosmopolita. No Brasil existem registros nos estados de Bahia, Espírito Santo, Rio Grande do Sul, São Paulo e Paraná.

Descrição

Adultos de aprox. 3 mm, com asas e corpo pretos ou marrom-pretos, com sifunculo e cauda pretas. com os segmentos antenais III, IV e V claros com ápices escuros. As asas são características pela sua veia média que curva-se só uma vez. Adultos sem asas são similares aos adultos com asas porém de tamanho menor (2 mm) (FAVRAL, 1997).

Ciclo de vida

Cada fêmea produz 50 até 70 ninfas. Aproximadamente trinta gerações se sucedem uma com outra e sobrepõem-se em um ano. As colônias desenvolvem-se preferencialmente no lado inferior da folhagem (FAVRAL, 1997).

Danos e sintomas nas plantas hospedeiras

Esta espécie suga seiva e enfraquece o tecido atacado. Na primavera, é muito perigoso para frutos cítricos causando dormência dos brotes florais.

A abundância de honeydew que esta espécie produz atrai formigas e permite também desenvolvimento de fungos.

Atacam uma grande variedade de plantas arbustivas e arbóreas infestando a parte terminal dos brotos e inflorescências e também pedúnculos de flores e frutos.

Controle

Vários inimigos naturais deste afídeo mantem esta peste sob controle. As vezes são tão efetivos que o uso de inseticidas se faz desnecessário. Por exemplo no Hawaii são usados *Allograpta obliqua* Say, *Chrysopa basalis*, *Chrysopa microphyta* McLachlan, *Coccinella inaequalis* Fabricius, *Coelophora inaequalis*, *Platyomus lividigaster* Mulsant and *Scymnodes lividigaster*. Entre os parasitóides temos *Aphelinus semiflavus* Howard and *Lysiphlebus testaceipes* (Cresson). Existem muitos outros predadores e parasitóides para esta praga no mundo. Também pode ser usado um fungo entomopatogênico: *Acrostalagmus albus* (MAU E KESSING, 1992).

Se o controle químico se faz necessário, podem ser usados ambos, óleo inseticida ou afidicida sintético (inseticida). O controle químico deve ser aplicado nas primeiras sinais de dano em períodos de crescimento novo nas pontas dos galhos (MAU E KESSING, 1992).

6- Cochonilhas

Introdução

São denominadas cochonilhas, os pequenos insetos pertencentes à superfamília Coccoidea. Eles têm aspecto bastante diferente de outros insetos e são muito importantes, devido às grandes perdas agrícolas que proporcionam. No entanto, apesar de muitas cochonilhas serem consideradas pragas, algumas espécies se destacam na produção de verniz (*Llaveia axin*), laca (*Laccifer lacca*), cêra (*Ceroplastes ceriferus*), medicamentos (*Ceroplastes ceriferus*) e corante carmim (*Dactylopius coccus*). As fêmeas adultas são as pragas propriamente ditas (AKI et al., 2009).

As cochonilhas podem ser encontrados em ramos, folhas, frutos e raízes das mais diversas plantas. Muitas apresentam associação com formigas, que as protegem em troca da secreção adocicada que produzem (honeydew). Esta secreção também propicia o surgimento da fumagina (*Meliola* sp e *Capnodium* sp), fungos de micélio escuro, que recobre as partes da planta, impedindo a fotossíntese (AKI et al., 2009).

Descrição

As espécies de cochonilhas podem ter aparência muito distinta umas das outras. Elas podem ser algodonosas, de cor branca e aspecto farinhento, ou cerosas, de colorações variadas, como laranja, vermelho, verde, marrom, perolado, cinza, etc. As formas também são variadas, como cabeças de prego, conchas de ostras, bolinhas, escamas, etc (AKI et al., 2009).

As fêmeas são imóveis e com aparelho bucal sugador muito desenvolvido, capaz de sugar a seiva diretamente dos sistema vascular das plantas. Após a fixação, elas produzem cera, que forma a carapaça, recobrando seu corpo como um escudo e que serve de proteção contra os inimigos naturais e os inseticidas. Os machos adultos são muito diferentes das fêmeas e têm vida efêmera, durando cerca de 2 dias. Eles nunca se alimentam, possuem asas, filamentos de cauda e se assemelham a pequenos mosquitos ou moscas (AKI et al., 2009).

Ciclo de vida

As fêmeas adultas põem ovos que eclodem dando origem a ninfas, que são móveis, possuem patas e antenas. Desta forma as fêmeas jovens podem se locomover, buscando encontrar um bom lugar para se fixarem. Após a primeira muda, suas patas se atrofiam e elas se tornam imóveis, passando a sugar ininterruptamente a seiva da planta. Os machos jovens são como as fêmeas jovens, mas no estágio final, produzem asas (AKI et al., 2009).

As cochonilhas podem se reproduzir sexualmente e por sete tipos diferentes de partenogênese, de acordo com a espécie (AKI et al., 2009).

Danos e sintomas nas plantas hospedeiras

As cochonilhas são serias pragas e como são pequenas, são componentes do ecossistema da planta, são sub-detectados até que tem causado um dano substancial. Elas são difíceis de detectar em inspeções quarentenárias especialmente para baixos níveis populacionais. Elas são muito importantes como pragas de plantas perenes e podem causar sérios danos na fruticultura, plantas ornamentais, vegetação florestal, plantas de casa de vegetação e plantas domesticas. O dano é principalmente causado pela sucção da seiva da planta. Porém, cochonilhas podem transmitir patógenos às plantas e toxinas, que posteriormente podem reduzir o vigor e eventualmente matar a planta. Adicionalmente as cochonilhas podem produzir grandes quantidades de

sustâncias pegajosas que podem cobrir as folhas. Esta substância pegajosa chamada de honeydew fornece um excelente substrato para o crescimento de fungos. Estes fungos podem reduzir a fotossíntese e o vigor da planta (MILLER, 2008).

Espécies de cochonilhas presentes no Brasil, com registro de ataque em *Eucalyptus* spp. Local (Local da ocorrência do registro de ataque em *Eucalyptus*)

Espécie	Hospedeiro	Local	Referencia
<i>Aonidiella aurantii</i> (Maskell, 1879)	<i>Eucalyptus</i> spp.	-----	WATSON, 2005
<i>Aspidiotus camaranus</i> Seabra, 1925	<i>E. tereticornis</i>	-----	SILVA et al., 1968
<i>Aspidiotus nerii</i> Bouche, 1833	<i>Eucalyptus</i> spp.	-----	WATSON, 2005
<i>Ceroplastes grandis</i> Hempel, 1900	<i>Eucalyptus</i> spp., <i>E. viminalis</i>	-----	SILVA et al., 1968
<i>Chrysomphalus aonidum</i> (Linnaeus, 1758)	<i>Eucalyptus</i> spp., <i>E. globulus</i>	-----	MILER E BEM-DOV, 2009
<i>Chrysomphalus dictyospermi</i> (Morgan, 1889)	<i>Eucalyptus</i> spp., <i>E. cinerifolia</i> , <i>E. corynocali</i> , <i>E. gunni</i>	-----	MILER E BEM-DOV, 2009
<i>Coccus hesperidum</i> Linnaeus, 1758	<i>Eucalyptus</i> spp.	Egipto	ABDELWAHAB et al., 2009
<i>Coccus viridis</i> (Green, 1889)	<i>Eucalyptus</i> spp.	Rep. Dominicana	GILL E NAKAHARA, 1977
<i>Fiorinia fiorinae</i> (Targioni Tozzetti, 1867)	<i>Eucalyptus</i> spp.	-----	WATSON, 2005
<i>Hemiberlesia lataniae</i> (Signoret, 1869)	<i>Eucalyptus</i> spp.	-----	WATSON, 2005
<i>Hemiberlesia palmae</i> (Cockerell, 1897)	<i>E. tereticornis</i>	-----	SILVA et al., 1968
<i>Hemiberlesia rapax</i> (Comstock, 1880)	<i>Eucalyptus</i> spp.	-----	WATSON, 2005
<i>Icerya brasiliensis</i> Hempel, 1900	<i>Eucalyptus</i> spp.	-----	SILVA et al., 1968
<i>Melanaspis paulista</i> Mc Kenzie, 1939	<i>E. microris</i>	Argentina	ZAMUDIO E CLAPS, 2005
<i>Parasaissetia nigra</i> (Nietner, 1861)	<i>E. deglupta</i>	-----	MILER E BEM-DOV, 2009
<i>Planococcus minor</i> (Maskell, 1897),	<i>E. deglupta</i>	-----	VENETTE E DAVIS 2004
<i>Phenacoccus solenopsis</i> Tinsley, 1898	<i>Eucalyptus camadulensis</i>	Pakistan	CULIK E GULLAN, 2005, ARIF et al., 2009
<i>Pseudaulacaspis australis</i> Takagi, 1985	<i>Eucalyptus</i> spp.	Austrália	AUSTRALIAN GOVERNMENT, 2008
<i>Pseudococcus longispinus</i> (Targioni	<i>Eucalyptus tereticornis</i>	-----	MILER E BEM-DOV,

Tozzetti, 1867)			2009
<i>Saissetia coffeae</i> (Walker, 1852)	<i>Eucalyptus deglupta</i>	USA (Gainsville)	HALBERT, 2007
<i>Saissetia oleae</i> (Bernard, 1782)	<i>Eucalyptus</i> spp.	-----	SILVA et al., 1968
<i>Vinsonia stellifera</i> (West., 1871)	<i>Eucalyptus</i> spp.	Sta. Lucia, USA	MILLER et al., 2007.

Controle

As cochonilhas apresentam difícil controle através de inseticidas, principalmente as que têm espessa carapaça. A carapaça impede o contato dos produtos com o corpo do inseto e, desta forma o inseticida acaba afetando apenas os estágios de ninfas e os machos. No entanto o controle com pulverizações de emulsões de sabão e óleo mineral é efetivo, pois resulta em uma camada impermeável sobre o inseto, impedindo-o de respirar, matando assim por sufocamento. Combinações com calda de fumo também podem auxiliar na eliminação da praga (AKI et al., 2009).

O controle biológico é muito importante e é realizado por joaninhas e algumas espécies de vespas. Estes insetos agem predando as cochonilhas e outras pragas como pulgões. Portanto deve-se evitar ao máximo o uso de inseticidas sobre plantas afetadas, pois estes inseticidas matam mais facilmente os predadores e outros insetos benéficos, como abelhas polinizadoras, sem, no entanto afetar cochonilhas que são mais resistentes, por causa de sua proteção cerosa (AKI et al., 2009).

7- Mosca branca - Aleyrodídeos

Introdução

São hemípteros pequenos, com quatro asas membranosas, na fase adulta, recobertas com substância pulverulenta, de onde vem o nome comum de moscas brancas. A reprodução é sexuada com oviparidade, mas pode ocorrer partenogênese. Os ovos são pedunculados e ficam como as ninfas, presos a face inferior das folhas, envolvidos (ou não) numa cera branca. (GALLO et al., 1988). As moscas brancas são prejudiciais não só para as respectivas plantas hospedeiras através da alimentação, mas também são capazes de transmitir muitas doenças virais para as plantas (Miller et al., 2000).

A caracterização destes insetos é feita principalmente segundo o aspecto da última forma jovem ou *pupário*, isso porque os Aleirodídeos adultos, não apresentam bons caracteres diferenciais, como tão bem pelo fato de não são encontrados tão freqüentemente como naquela fase, na qual ficam presos às folhas das plantas em que se criam (COSTA LIMA, 1942).

Mundialmente, existem cerca de 1200 espécies descritas das moscas brancas.

Descrição

Os ovos dos aleurodídeos são ovóides e têm pedicelo. Os ovos podem ficar dispersos na planta ou colocados em um padrão distinto, como por exemplo

formando uma espiral. A larva de primeiro instar tem pernas desenvolvidas e é o único instar imaturo móvel. As pernas do segundo instar, terceiro instar, e quarto instar são reduzidos. O quarto estágio também é conhecido como "puparium" ou "caixa pupal". É dentro do puparium que o adulto vai se desenvolver a partir de onde vai emergir mais tarde. As formas imaturas das moscas brancas podem ser confundidas com cochonilhas mais eles podem ser distinguidos das cochonilhas e outros insetos sugadores parecidos pela presença de estruturas subapicais abdominais como o orifício vasiforme formado por um opérculo e uma lingula. Larvas e pupas de algumas espécies são cobertas ou franja com diversos tipos e formas de cera, enquanto outros são desprovidos de cera.

Os adultos são insetos pequenos de 2 ou 3 mm de comprimento. O corpo é pálido, parcialmente pigmentado, ou totalmente pigmentado. Os dois pares de asas tem a venação reduzida e são cobertos com cera branca pulverulenta. As asas são de cor completamente pálido ou com manchas marrom ou castanho acinzentado com manchas pálidas, algumas espécies têm um padrão de pigmentos avermelhada. O corpo é completamente coberto por pequenas espínulas. As antenas são alongadas e tem 7 segmentos. Os olhos compostos são completamente divididos numa região dorsal e ventral ou estão ligados por um omatidio. As peças bucais são alongadas e desenvolvidas para morder e sugar tecidos vegetais assim como ancorar as peças bucais nos tecidos da planta (MILLER et al., 2000, ROSELL et al., 1995). Os adulto de ambos os sexos são parecidos.

Ciclo de vida

As moscas brancas geralmente reproduzem por via sexual e são ovíparos, não é rara, porém, a partenogênese (COSTA LIMA, 1942).

Os ovos são inseridos, entre os estomas da planta ou num corte superfície das folhas feita com o ovipositor (MILLER et al., 2000). A duração do desenvolvimento embrionário é de poucos dias. As larvas recém eclodidas podem migrar para partes mais ou menos distantes dos lugares em que nasceram fixando-se nas folhas, mediante a implantação do aparelho bucal. (MILLER et al., 2000). Têm desenvolvimento rápido, ocorrendo quatro mudas (GALLO et al., 1988).

Danos e sintomas nas plantas hospedeiras

Três tipos de danos podem ser causados pelas moscas brancas: 1) dano direto, 2) danos indiretos e 3) transmissão do vírus.

Dano direto pela alimentação é causado pela perfuração e sucção de seiva de folhas por estágios imaturos e adultos. A maioria dos danos relacionados com a alimentação é feita pelas primeiras três fases ninfais. Esta alimentação causa queda prematura das folhas. Danos pela alimentação direta, mesmo durante fortes infestações, normalmente é insuficiente para matar as plantas.

Danos indiretos são provocados pela acumulação material floculoso branco produzido pelos aleurodideos. Do mesmo jeito que outros insetos que produzem honeydew como o caso dos pulgões, esta secreção doce é utilizada

por outros insetos como abelhas, vespas, formigas e outros que, por sua vez, podem oferecer proteção aos aleurodideos. Nesta secreção também pode crescer fumagina, a qual depois enegrece folha diminuindo a atividade fotossintética, e muitas vezes diminui o vigor pela desfiguração do hospedeiro diminuindo o valor no mercado. O material floculento produzido pelas ninfas pode ser disperso pelo vento e provocar incômodos antiestéticos. O terceiro tipo de dano é um resultado da capacidade deste inseto para agir como um vetor de doenças vegetais. Uma pequena população de aleurodideos é suficiente para causar danos consideráveis. Vírus de plantas transmitidos por aleurodideos causam mais de 40 doenças em fibras vegetais e culturas em todo o mundo. Entre as mais de 2000 espécies de aleurodideos do mundo, apenas três são reconhecidas como vetores de vírus de plantas. Na última década, aleurodideos transmissores de doenças de plantas aumentaram em prevalência e distribuição. O recente impacto foi devastador causando perdas no rendimento variando de 20 a 100 por cento, dependendo da cultura, época, e a prevalência do inseto (KESSING E MAU, 1993).

Controle

Quando inimigos naturais específicos não sejam disponíveis, os mesmos métodos de controle usados para as cochonilhas podem ser usados.

Espécies de aleurodideos do Brasil com registro de ataque em *Eucalyptus* spp.

Espécie	Hospedeiro	Local da ocorrência do registro de ataque em <i>Eucalyptus</i>	Referência
<i>Aleurodicus cocois</i> (Curtis, 1846)	<i>Eucalyptus</i> spp.	Peru	NÚÑEZ DEL PRADO et al., 2008
<i>Dialeurodicus tessellatus</i> Quaint. E Baker, 1913	<i>E. uniflora</i>	-----	SILVA et al., 1968
<i>Bemisia tabaci</i> (Gennadius, 1889)	<i>E. camaldulensis</i>	Brasil (Minas Gerais)	FERREIRA et al., 2008
<i>Aleurodicus dispersus</i>	<i>E. torreliana</i>	Austrália	LAMBKIN, 1999

8- Psilídeos das ponteiros do eucalipto

8- 1- *Ctenarytaina eucalypti* (Maskell, 1980) (psilídeo dos ponteiros do eucaliptos globulos)

(Hemiptera: Homoptera: Psylloidea: Spondylaspidinae)

Introdução

C. eucalypti é nativa da Austrália e foi primeiramente registrada na Nova Zelândia em 1889. Dispersou para várias regiões do mundo que cultivam plantações de *Eucalyptus*. Foi detectada em 1970 na Inglaterra, em 1971 em Portugal, em 1972 na Espanha, em 1976 na África do Sul, e em 1979 no Sri Lanka. Também foi relatada a presença de *C. eucalypti* em 1982 na Itália, em 1988 nas Ilhas Canárias, em 1990 na Irlanda, em 1991 na Califórnia (EUA), e em 1994 na França. Na América do Sul, foi encontrada em 1998 no Brasil e no Uruguai, e em 1999 no Chile e na Bolívia. Registrada a ocorrência também na Alemanha, Nova Guiné, Colômbia e Peru (ZONDAG, 1982; DAHLSTEN *et al.*, 1998; BURCKHARDT *et al.*, 1999; HODKINSON, 1999; SANTANA *et al.*, 1999; CLAVERIA, 2000; DURAN E URRUTIA, 2001; OLIVARES, 2001; PINZÓN, 2002).

Utiliza como hospedeiros espécies do gênero *Eucalyptus* como: *Eucalyptus globulus*, *E. maidenii*, *E. bicostata*, *E. dunnii*, *E. nitens*, *E. benthamii*, *E. cinerea*, *E. pulverulenta*, *E. gunnii*, *E. leucoxylon*, *E. glaucescens*, *E. camaldulensis*, *E. viminalis*, *E. archeri*, *C. citriodora*, *E. cordata*, *E. crenulata*, *E. dalrympleana*, *E. macarthuri*, *E. mannifera*, *E. neglecta*, *E. nicholi*, *E. nitida*, *E. perriniana*, *E. rubida* e *E. urnigera* (ZONDAG, 1982; PHILLIPS, 1992; DAHLSTEN *et al.*, 1998; BURCKHARDT *et al.*, 1999; HODKINSON, 1999; DURAN E URRUTIA, 2001; SANTANA, 2004).

É conhecida como psílideo dos ponteiros do eucalipto glóbulos, Blue gum psyllid (DAHLSTEN *et al.*, 1996), Psílido de los eucaliptos (CLAVERIA, 2000); Psílido de los eucaliptos azules (MACÍAS, 2002); Pulgón del eucalipto (PINZÓN, 2002), e Psylle de l'eucalyptus (MALAUSA, 1998).

Descrição

O gênero *Ctenarytaina* Ferris e Klyver caracteriza-se pela presença de um pente de cerdas na parte apical externa da mesotíbia (OLIVARES, 2001). Os adultos de *Ctenarytaina eucalypti* são insetos muito pequenos, de 3 a 4 mm de envergadura, e medem de 1,5 a 2 mm de comprimento. A cabeça é larga e forte com olhos compostos bem desenvolvidos, arredondados, de cor marrom escuro, um pouco proeminentes com dois ocelos; antenas longas, inclinadas, de cor preto amareladas, com dez artículos; rostro curto e forte, trisegmentado, vértex com laterais ligeiramente côncavas, genas curtas. Aparelho bucal é do tipo sugador. Tórax globoso, com dois pares de asas membranosas, brancas acinzentadas e transparentes que, normalmente, permanecem dobradas sobre o corpo, quando em repouso (como um telhado sobre o corpo). Coloração do corpo é marrom amarelada ou marrom escura, com faixas transversais mais escuras na face superior e inferior do abdômen. As patas são amarelas escuras, com fêmur forte, tíbia comprimida com cerdas apicais curtas e fileira de pêlos na mesotíbia. Na parte posterior do abdômen da fêmea há uma projeção pontiaguda que encobre o ovipositor (CADAHIA, 1980; ZONDAG, 1982; SANTANA *et al.*, 1999).

As ninfas têm cinco estádios de desenvolvimento. Nos primeiros instares são de coloração amarelo palha, com olhos avermelhados e patas grossas e

volumosas (engrossadas). Possuem pêlos semi-rígidos, espalhados nas bordas da parte posterior do abdômen. No último instar, as ninfas são de coloração amarelada, com manchas escuras. Os olhos são castanhos avermelhados, e o terço final do abdômen castanho esverdeado, assim como as antenas e as tecas alares (CADAHIA, 1980; ZONDAG, 1982; DURAN E URRUTIA, 2001).

Os ovos medem 0,4 mm de comprimento por 0,16 mm de largura, têm forma oval, alongada. Apresentam um pedúnculo curto, cônico na extremidade do pólo inferior, com o qual fixam-se na planta (folhas ou brotos). Recém postos são brancos leitosos, brilhantes, úmidos e ligeiramente viscosos. Com o desenvolvimento tornam-se amarelados e próximo à eclosão são alaranjados (CADAHIA, 1980). Semelhanças com outras espécies

C. eucalypti e *C. spatulata* são semelhantes, porém *C. eucalypti* tem coloração variando de marrom escura a preta, e a forma do parâmero é mais delgada, enquanto *C. spatulata* tem coloração alaranjada e parâmero largo, em forma de espátula (BURCKHARDT *et al.*, 1999).

Ciclo de vida.

As ninfas têm cinco estádios de desenvolvimento. Nos primeiros instares são de coloração amarelo palha, com olhos avermelhados e patas grossas e volumosas (engrossadas). Possuem pêlos semi-rígidos, espalhados nas bordas da parte posterior do abdômen. No último instar, as ninfas são de coloração amarelada, com manchas escuras. Os olhos são castanhos avermelhados, e o terço final do abdômen castanho esverdeado, assim como as antenas e as tecas alares (CADAHIA, 1980; ZONDAG, 1982; DURAN E URRUTIA, 2001).

Os ovos medem 0,4 mm de comprimento por 0,16 mm de largura, têm forma oval, alongada. Apresentam um pedúnculo curto, cônico na extremidade do pólo inferior, com o qual fixam-se na planta (folhas ou brotos). Recém postos são brancos leitosos, brilhantes, úmidos e ligeiramente viscosos. Com o desenvolvimento tornam-se amarelados e próximo à eclosão são alaranjados (CADAHIA, 1980). Semelhanças com outras espécies

Os ovos são colocados em grupos numerosos, com média de postura de 50 a 60 ovos por fêmea, nas axilas e bases das folhas jovens e dos brotos novos, fixados pelo pedúnculo, na planta hospedeira, por onde permanecem aderidos. Várias fêmeas podem fazer postura em uma única massa de ovos. Entre 6 a 9 dias ocorre a eclosão. *C. eucalypti* alimenta-se de seiva em todos os estádios de desenvolvimento, permanecendo durante todas as fases da vida livre nos galhos e folhas, principalmente nas brotações. As ninfas concentram-se em colônias numerosas sobre as folhas jovens e gemas apicais. As ninfas excretam filamentos algodonosos de uma substância branco-cerosa e adocicada, o "honeydew", com movimentos cadenciados do abdômen, e são envolvidas por uma grande quantidade deste material, podendo cobrir totalmente as colônias. As ninfas alimentam-se de seiva em todos os estádios. Em condições de 18º C (temperatura) e umidade 70%, a duração do ciclo de vida do inseto é de aproximadamente um mês (AZEVEDO E FIGO, 1979;

CADAHIA, 1980; SANTANA *et al.*, 1999).

C. eucalypti é um inseto polivoltino, com até cinco gerações por ano, encontrando-se ovos, ninfas e adultos em todos os meses do ano, diminuindo as populações quando as condições climáticas são mais rigorosas, como ocorre no verão e inverno. No verão, o período de incubação dura em torno de uma semana e, em períodos frios a eclosão é retardada. Os ovos podem permanecer em dormência durante o inverno (AZEVEDO E FIGO, 1979; CADAHIA, 1980; PHILLIPS, 1992; SANTANA *et al.*, 1999; CLAVERIA, 2000). A praga pode dispersar facilmente pelo vento e também pelo transporte de plantas infestadas (HODKINSON, 1974; SAG, 2000).

Danos e sintomas nas plantas hospedeiras

Ataca folhas jovens e brotações tenras, geralmente nos dois primeiros anos (CADAHIA E RUPEREZ, 1979; MEZA E BALDINI, 2001), sugando a seiva do parênquima foliar, provocando o secamento de folhas e brotos, os quais ficam murchos, retorcidos e deformados, adquirindo cor cinza enegrecida. Os danos mais severos verificam-se quando o crescimento da planta é mais lento, prolongando a permanência de folhagens jovens. Com o ataque da praga, os brotos tenros chegam a secar, produzindo bifurcações e deformações que retardam o desenvolvimento da planta (CADAHIA, 1980; MEZA E BALDINI, 2001).

Os sintomas de ataque são a presença de ninfas dos últimos instares concentradas e em grande número sobre as folhas jovens e brotações; as exúvias das ninfas ficam aderidas nas folhas; as folhas e brotos atacados se retorcem e deformam, adquirindo uma coloração cinza enegrecida; as ninfas exsudam filamentos de secreção branca, com aspecto de algodão; superbrotas e deformações de toda a planta; superbrotamento lateral; deformações do limbo foliar e caule; retardamento no crescimento da planta; morte da gema apical; perda de mudas; excreção de grande quantidade de cera e “honeydew” que acumulam-se sobre as folhas promovendo o desenvolvimento de fungos – fumagina (CADAHIA, 1980; SANTANA *et al.*, 1999; CLAVERIA, 2000; DURAN E URRUTIA, 2001).

Controle

O manejo integrado desta praga é recomendado para condições de campo e viveiro, priorizando o controle biológico, com a utilização de predadores nativos do Brasil e a vespa parasitóide *Psyllaephagus pilosus* (Hymenoptera: Encyrtidae) proveniente da Austrália. Essa vespa é um parasita específico, solitário interno de ninfas de último instar. Esse parasitóide foi introduzido nos EUA e em vários países da Europa para controle da praga (DAHLSTEN *et al.*, 1998; OLIVARES, 2001; PINZÓN, 2002). No Brasil este parasitóide foi introduzido acidentalmente junto com a praga (SANTANA *et al.*, 1999).

Insetos predadores como joaninhas e sirfídeos contribuem para o controle da praga. Para que o controle seja efetivo, deve-se manter uma vegetação secundária nas entrelinhas do plantio visando atrair os inimigos naturais.

Os seguintes inimigos naturais são citados: Predadores: Diptera – Syrphidae: *Sphaerophoria scripta*, *Melliscaeva cinctellus*, *Pipizella* sp., *Eumerus* sp., *Allograpta neotropica*, *Ocyrtamus* sp., *Syrphus shorae* – Sciaridae: *Bradysia* sp. – Tabanidae: *Haematopota ocelligera*; Neuroptera – Hemerobiidae: *Hemerobius* sp.; Coleoptera – Coccinellidae: *Cleobora mellyi*; Chrysopidae, Reduviidae, aranhas e pássaros. Parasitas: Hymenoptera – Ichneumonidae: *Syrphoctonus abdominalis*; Eulophinae: *Pteroptrix maskelii*. Parasitóide: *Psyllaephagus pilosus* (Hymenoptera: Encyrtidae). (AZEVEDO E FIGO, 1979; CADAHIA, 1980; ZONDAG, 1982; PHILLIPS, 1992; DAHLSTEN *et al.*, 1998; HODKINSON, 1999; DURAN E URRUTIA, 2001; OLIVARES, 2001; PINZÓN, 2002).

Apesar do controle químico ter sido emergencialmente utilizado em alguns países (CADAHIA, 1980; PHILLIPS, 1992; SAG, 2000), não é recomendado, pois apresenta baixa eficiência, interfere no controle biológico e contamina o homem e o meio ambiente. Além disso, *C. eucalypti* apresenta um ciclo de vida curto, com uma grande sobreposição de gerações o que favorece a reinfestação de áreas tratadas com produtos químicos, requerendo sucessivas reaplicações.

8-2- *Blastopsylla occidentalis* Taylor, 1985 (Psilídeo das ponteiras)

(Hemíptera: Homóptera: Psyllidae: Spondyliaspidinae)

Introdução

Originária do oeste e sul da Austrália, *B. occidentalis* foi encontrada primeiramente na Nova Zelândia em 1977, e posteriormente em 1983 foi relatada sua presença na Califórnia. No final da década de 80 foi registrada no México (1989). Em 1997 foi detectada sua ocorrência no Brasil, e em 1999 no Chile. Em 2001 foi encontrada na Flórida (TAYLOR, 1985; HODKINSON, 1991; BURCKHARDT *et al.*, 1999; BURCKHARDT E ELGUETA, 2000; DURAN E URRUTIA, 2001; HALBERT *et al.*, 2001).

No Brasil concentra-se na região central, no estado de Goiás, onde o período de seca é mais longa do que no sul, com cerca de 4 meses sem chuvas (BURCKHARDT *et al.*, 1999). Foi detectada também em Minas Gerais, São Paulo e Paraná.

Tem como hospedeiros *Eucalyptus urophylla*, *E. urograndis* (híbrido de *E. urophylla* e *E. grandis*), *E. microtheca*, *E. rudis*, *E. gomphocephala*, *E. oleosa*, *E. camaldulensis*, *E. platypus*, *E. forrestiana*, *E. microneura*, *E. nicholii*, *E. spathulata*, *E. globulus* (BURCKHARDT *et al.*, 1999; BURCKHARDT E ELGUETA, 2000; MEZA E BALDINI, 2001; DURAN E URRUTIA, 2001; HALBERT *et al.*, 2001; SANTANA, 2004).

Descrição

Os adultos de *Blastopsylla occidentalis* Taylor (1985) são semelhantes a

pequenas cigarras, com comprimento dos machos variando entre 1,71 e 2,13 mm e das fêmeas entre 2,02 e 2,40 mm,

Os adultos possuem a cabeça e o tórax amarelos com algumas franjas escuras, a cabeça é tão larga quanto o tórax e fortemente inclinada em relação ao eixo longitudinal do corpo, e com antenas curtas. As asas dianteiras apresentam veias/nervuras de cor café claro e uma membrana cinza. Os genitais do macho são de cor amarelo e os da fêmea café escuro, com a placa da base subgenital amarela. Os machos são predominantemente amarelos, e as fêmeas apresentam colorações escuras mais estendidas. As ninfas de último estágio são amareladas, com as pontas das antenas café escuro, sem lóbulos humerais nem cerdas especializadas; possuem antenas com 9 segmentos (MEZA E BALDINI, 2001; DURAN E URRUTIA, 2001). A coloração é amarela-esverdeada, vértex quadrangular margeado de marrom escuro, genas curtas e sem fileira de pêlos na mesotíbia (SANTANA, 2004).

Os adultos de *B. occidentalis* se parecem com *Blastopsylla moorei*. No entanto, em *B. occidentalis* a setação preta na metade proximal do parâmero está em fileira na margem, enquanto que em *B. moorei* está em grupo. *B. occidentalis* tem poucas setas pretas no ápice do parâmero. A diferença mais notável está na forma da parte apical do edeago. Em *B. occidentalis* é mais esférica quando comparada com *B. moorei*, que é relativamente longa e levemente curvada (TAYLOR, 1985).

Ciclo de vida

B. occidentalis apresenta reprodução sexuada, com três fases de desenvolvimento: ovo, ninfa e adulto, passando por cinco estádios ninfais antes de atingir a maturidade. As fêmeas colocam seus ovos junto aos ápices, axilas foliares, pequenos ramos e folhas jovens. As ninfas secretam filamentos algodonosos e grande quantidade de secreções brancas em forma de bolas gelatinosas, que favorecem o aparecimento de fungos sobre os hospedeiros (MEZA E BALDINI, 2001).

No Chile, a população do inseto aumenta no verão causando mais danos. No inverno o ataque diminui (MEZA E BALDINI, 2001). HODKINSON (1991) afirma que o psílideo *B. occidentalis* pode dispersar através da ação do vento ou pelo transporte de plantas infestadas.

Danos e sintomas nas plantas hospedeiras

O dano provocado por este inseto está relacionado com seu hábito alimentar, pois possui um aparelho bucal sugador, que é inserido no tecido vascular e parênquima foliar, permitindo a sucção dos fluidos floemáticos de folhas e brotos de plantas jovens, obtendo assim nutrientes necessários para seu desenvolvimento. *B. occidentalis* debilita a planta hospedeira, retardando o crescimento e comprometendo a produtividade, principalmente em viveiros (MEZA E BALDINI, 2001). Ataca plantas adultas, mas principalmente jovens, se concentrando nas pontas apicais.

Os danos mais consideráveis são atrofiamento das plantas jovens, senescência de folhas e queda prematura de folhas novas (jovens), distorção e manchas em folhas e talos (pecíolo). Estes danos podem contribuir para a perda de vigor, em toda a extensão do eucalipto afetado (SATCHELL, 1999).

Quanto aos sintomas de ataque observa-se a presença de numerosas ninfas e adultos em ápices e folhas de plantas jovens, além das ninfas secretarem abundante penugem branca (filamentos algodonosos) chegando a cobrir os ápices e folhas. As folhas e brotos atacados murcham, ficam retorcidos e deformados com coloração cinza enegrecido (HODKINSON, 1991; BURCKHARDT *et al.*, 1999; MEZA E BALDINI, 2001; DURAN E URRUTIA, 2001).

Controle

Para controlar o inseto sugere-se realizar o manejo integrado, com inclusão de técnicas de controle biológico e silvicultural (MEZA E BALDINI, 2001; SANTANA, 2004). Existe pouca informação sobre o controle de *B. occidentalis*. Devido as suas características e hábitos de vida é provável que o controle químico seja custoso e pouco confiável, pelo menos em plantações recém-estabelecidas (MEZA E BALDINI, 2001). Santana (2003) observou que os inimigos naturais de *C. spatulata* também predam *B. Occidentalis*.

9- Ácaros

Introdução

Os ácaros são artrópodes da classe Arachnida, sub-classe Acari, que habitam quase todos os ambientes terrestres e aquáticos. Podem ser de vida livre ou parasitas, alimentando-se de animais, vegetais, fungos, musgos, produtos armazenados, restos animais e vegetais, excrementos e até mesmo de outros ácaros.

Quando fitófagos, podem se alimentar tanto na parte aérea quanto na subterrânea, se tornando pragas e causando perdas significativas em diversas culturas. Podem ser polífagos, utilizando como hospedeiros diversas espécies de plantas, ou extremamente específicos como a maioria dos ácaros da família Eriophyidae.

Além dos ácaros fitófagos, é necessário enfatizar a importância dos ácaros predadores, principalmente da família Phytoseiidae. Os ácaros desta família se encontram espalhados por todo o mundo e são eficientes predadores de ácaros pragas, principalmente os Tetraniquídeos.

No Brasil são citados os ácaros fitófagos *Oligonychus* sp. (FLECHTMANN, 1970; SANTANA ET al., 2005), *Oligonychus punicae* (FLECHTMANN, E BAKER, 1970), *Oligonychus ilicis*, *Tetranychus urticae* (FLECHTMANN, 1983) *Rhombacus eucalypti* (FLECHTMANN E SANTANA 2001), *Oligonychus yotersi* (PEREIRA, ANJOS E ALMADO, 2005).

Ciclo de vida

Segundo Flechtmann, 1989, a maioria dos ácaros são ovíparos podendo se reproduzir por fecundação cruzada ou partenogênese arrenótoca (ovos não fertilizados dão origem a machos) e telítoca (ovos não fertilizados dão origem a fêmeas). Normalmente ciclo evolutivo inclui um ou mais estágios de imaturos ativos, sendo o ciclo completo ovo, larva, ninfas e adultos. Em algumas espécies as ninfas se diferenciam em protoninfa e deutoninfa.

O ciclo de vida do ácaro *Oligonychus* sp. foi observado sobre folhas de *E. camaldulensis* em laboratório por Santana, et al., (2005). Os autores observaram uma média de 16,4 ovos/fêmea, sendo que a duração média de ovo foi de aproximadamente 6,3 dias, larva 2,8 dias, protoninfa 1,7 dia, deutoninfa 2,8 dias, adulto 11,1 dias. A duração do ciclo total de aproximadamente 24,7 dias. Observou-se a ocorrência de partenogênese telítoca, já que não houve fertilização e os ovos deram origem a fêmeas .

Danos e sintomas nas plantas hospedeiras

Para se alimentar, normalmente os ácaros fitófagos introduzem o estilete no tecido vegetal e removem o conteúdo celular parenquemático, principalmente os tetraniquídeos. Alguns injetam toxinas reguladoras de crescimento no tecido vegetal, causando vários tipos de alterações na planta hospedeira, como é o caso dos eriofídeos. Outros transmitem viroses que normalmente leva a morte da planta (eriofídeos e tenuipalpiídeos) (FLECHTMANN, 1989).

Os danos dos ácaros as plantas podem incluir aceleração da transpiração conduzindo a queda prematura das folhas, inibição da fotossíntese, alterações na quantidade e composição dos pigmentos da folha, morte das células. Estes danos podem se traduzir em sintomas tais como: descoloração e manchas nas folhas, bronzeamento, encarquilhamento ou enrolamento de folhas, formação de galhas e tumores, deformação de folhas e brotos, diminuição do crescimento da planta, morte das folhas e por fim morte da planta (FLECHTMANN, 1989, PEREIRA et al., 2005, SANTANA et al., 2005).

Segundo Alfenas et al. (2004), os ácaros podem atacar mudas de eucalipto e sua ocorrência pode estar associada ao uso persistente de certos pesticidas. Estes autores observaram que as folhas das plantas atacadas ficaram encarquilhadas, deformadas e de coloração prateada.

Controle

Vários fatores podem afetar as populações de ácaros, dentre eles a temperatura, a umidade, vigor da planta, estado nutricional da planta hospedeira e presença de inimigos naturais (FLECHTMANN, 1989). De fato, dentro de um programa de Manejo Integrado de Pragas, todos estes fatores podem ser manejados para que as populações destes ácaros se mantenham sob controle e não causem grandes prejuízos.

Dentro dos princípios do MIP pode se sugerir que o manejo de ácaros em

florestas se utilize principalmente de: Resistência de plantas, Manejo cultural, Controle biológico e Controle químico.

O uso de plantas resistentes ou tolerantes ao ataque de pragas é um recurso eficiente e bastante utilizado no MIP, tanto na agricultura como na floresta. No caso de florestas, poucos trabalhos tem sido realizados nesta linha. No Brasil alguns trabalhos utilizando-se plantas resistentes foram desenvolvidos para a cultura da seringueira, com o desenvolvimento de materiais clonais resistentes as diversas condições ambientais, inclusive ao ataque de ácaros da família Eriophyidae.

Outra alternativa é o manejo cultural. Grande parte dos trabalhos de manejo de ácaros em florestas no Brasil foram desenvolvidos para seringueira (Bellini et al 2005; DE VIS et al, 2006; DEMITE E FERES, 2007). Estudos de dinâmica populacional de ácaros nesta cultura indicam que o consórcio com outras culturas podem resultar em melhor desempenho dos agentes de controle biológico de ácaros (Bellini, et. al., 2005).

Como tática de manejo cultural do ácaro vermelho (*O. ilicis*), em viveiros de eucaliptos Flechtmann (1983) recomenda:

Irigar abundantemente a área foliar das plantas lavando assim os ácaros, que normalmente ficam na parte superior das folhas.

Manter as plantas sob a chuva

Evitar manter ou implantar viveiros de eucaliptos nas proximidades de cafeeiros, bem como manter mudas de eucaliptos e café no mesmo ambiente.

Utilizar uma adubação balanceada, principalmente em relação ao N e K.

Os ácaros possuem vários inimigos naturais, que podem ser manejados para propiciar a manutenção das populações de ácaros pragas em equilíbrio.

Os principais agentes de controle biológico de ácaros pragas são os fungos e os ácaros predadores. Segundo FLECHTMANN (1989), os ácaros tetraniquídeos possuem como inimigos naturais, fungos, vírus, insetos predadores e ácaros predadores. Estes últimos, principalmente os ácaros da família Phytoseiidae são os predadores mais eficientes dos ácaros tetraniquídeos, podendo também se alimentar de ácaros de outras famílias, ovos de ácaros e de insetos, pólen, fungos e excreções de pulgões.

Em campo a manutenção de faixas de vegetação nativa propicia ambiente favorável à multiplicação de inimigos naturais, principalmente os predadores que também se alimentam de pólen.

Os fungos mais comumente associados ao controle de ácaros são do gênero *Hirsutella*, principalmente *H. thompsonii* (GERSON et. al. 1979). Este fungo tem sido utilizado em vários programas de manejo, principalmente para o controle de ácaros da família Eriophyidae (em culturas tais como seringueira (TANZINI et. al. 2000; Bellini, et. al. 2005), citrus e coqueiro (AGHAJANZADEH et. al., 2007).

Outros fungos tais como *Beauveria bassiana*, *Metarhizium anisopliae* e *Paecilomyces fumosoroseus* também tem sido testados no controle de ácaros,

com resultados promissores em cultivos florestais (OLIVEIRA et. al., 2004; TAMAI et. al., 2002), bem como fungos do gênero *Neozygites* (DELALIBERA et al., 1999).

Existe no mercado uma vasta gama de produtos químicos utilizados no controle de ácaros, no entanto nenhum deles tem registro para uso em plantações de eucalipto no Brasil. Além disso, muitos deles são de largo espectro, causando mortalidade dos inimigos naturais, o que a longo prazo, certamente causará desequilíbrio nas populações dos ácaros pragas. Desta maneira devem ser evitados, ou utilizados apenas como medidas emergenciais.

Os produtos químicos utilizados especificamente no controle de ácaros, são denominados acaricidas. Segundo MARICONI (1989), para que estes produtos sejam considerados como acaricidas, devem apresentar as seguintes propriedades: matar os ácaros, com eficiência, ainda que seja usado em baixa concentração; ser econômico; não ser tóxico para o homem e animais domésticos; não ser fitotóxico e não acumular-se no tecido adiposo do homem e animais domésticos.

No caso de uso de acaricidas, FERLA E MORAES (2006), comentam que, a maioria dos utilizados hoje não são seletivos, causando a mortalidade também dos ácaros predadores. No entanto existem alguns que são mais seletivos e devem ser escolhidos aqueles que são inócuos aos ácaros predadores, na hora de utilizar acaricidas no MIP. Não há ácaros que causem danos em nível econômico a Eucaliptos crescidos.

Literatura citada

ABDELWAHAB A.; IBRAHIM, A. A.; SERAG, M. A. A Survey Of Scale Insects On Ornamental Plants Of Egypt, Egito, s/d. Disponível em: <<http://entomology.benhascience.org/my%20papers/survey%20of%20scales%20in%20Egypt.doc>>. Acesso em 24/04/2009.

AGHAJANZADEH, S.; D. THEERTHA PRASAD; MALLIK, B. Genetic diversity in *Hirsutella thompsonii* isolates based on random amplified polymorphic DNA analysis **BioControl**, n. 52, v. 3, p. 375-383, 2007. Disponível em: <<http://www.springerlink.com/content/52m413470v544260>>. Acesso em: 10/08/2008.

AKI, A.; MAEDA, C.; CALDERAN, CH.; GOULART, I. C. G.; MACHADO, L. M. B.; STUMPF, M.; COSIGNANI, P. S.; MEIRELLES, R.; BARRETO, R.; PHILIP, T.; ANDERSON, T. Cochonilha. Disponível em: <<http://www.jardineiro.net/br/pragas/cochonilha.php>>. Acesso em 28/04/2009.

ALFENAS, A. C. ; E. A. V. ZAUZA ; R.G, MAFIA; ASSIS, T. F. **Clonagem e doenças do eucalipto**. Viçosa/MG: Editora UFV, 2004. 442 p.

ARIF, M. I., RAFIQ, M. A. GHAFAR, A. Host Plants of Cotton Mealybug (*Phenacoccus solenopsis*): A New Menace to Cotton Agroecosystem of Punjab, Pakistan. **International Journal of Agriculture & Biology**, v. 11, p. 163-167,

2009.

Australian Government Department of the Environment, Water, Heritage and the Arts, Species *Pseudaulacaspis australis* (Laing, 1925), Austrália, 2008. Disponível em: <http://www.environment.gov.au/biodiversity/abrs/online-resources/fauna/afd/taxa/Pseudaulacaspis_australis>. Acesso em: 24/04/ 2009.

AZEVEDO, F.; FIGO, M. L. *Ctenarytaina eucalypti* Mask. (Homóptera, Psyllidae). **Boletín del servicio de defensa contra plagas e inspección fitopatológica**, v. 5, p. 41-46, 1979.

BELLINI, M. R.; MORAES, J. G.; FERES, R. F. J. Ácaros (acari) em dois sistemas de cultivo de seringueira no noroeste do Estado de São Paulo. **Neotropical Entomology**, v. 34, n. 3, p. 475-484, 2005.

BENTO, F. M. M.; MAGRO, S. R.; FORTES, P.; ZÉRIO, N. G.; PARRA, J. R. P. Biologia e tabela de vida de fertilidade de *Agrotis ipsilon* em dieta artificial. **Pesquisa Agropecuaria Brasileira**, Brasília, v. 42, n. 10, p. 1369-1372, 2007.

BURCKHARDT, D.; SANTANA, D. L. Q.; TERRA, A. L.; ANDRADE, F. M.; PENTEADO, S. R. C.; IEDE, E. T.; MOREY, C. S. Psyllid pests (Hemiptera, Psylloidea) in South American eucalypt plantations. **Bulletin de la Société Entomologique Suisse**, Switzerland, v. 72, p. 1-10, 1999.

CADAHIA, D. Proximidad de dos nuevos enemigos de los *Eucalyptus* en España. Ministerio de Agricultura y Pesca. **Boletín del servicio de defensa contra plagas e inspección fitopatológica**, España, v. 6, p. 172-175, 1980.

CADAHIA, D.; RUPÉREZ, A. Repartición de *Ctenarytaina eucalypti* Mask. en España. **Boletín del servicio de defensa contra plagas e inspección fitopatológica**, España, v. 5, n. 55-58, 1979.

CLAVERIA, A. S. Nueva plaga de los eucaliptos. **Diario El Mercurio**, Revista Del Campo, Santiago de Chile, set. 2000.

COSTA LIMA, A. M. da. 1942. Insetos do Brasil. **3º Tomo. Homópteros**. Escola Nacional de Agronomia. Série Didática 04. 327p.

CULIK, M. P.; GULLAN, P. J. A new pest of tomato and other records of mealybugs (Hemiptera: Pseudococcidae) from Espirito Santo, Brazil. (Summary In Portuguese). **Zootaxa**, v. 964, p. 1-8, 2005.

DAHLSTEN, D. L.; ROWNEY, D. L.; COPPER, W.A.; TASSAN, R. L.; CHANEY, W. E.; ROBB, K. L.; TJOSVLOD, S.; BIANCHI, M.; LANE, P. Parasitoid wasp controls blue gum psyllid. **California Agriculture**, v. 52, p. 35-38, 1998.

DAHLSTEN, D. L.; ROWNEY, D. L.; TASSAN, R. L.; COPPER, W. A. Blue Gum Psyllid. **Hortscript**, 20, 2p., 1996.

DE VIS, R. M. J.; BELLINI, M. R.; MORAES, G. J. Mites (Acari) of rubber trees (*Hevea brasiliensis*, Euphorbiaceae) in Piracicaba, State of São Paulo, Brazil. **Neotropical Entomology**, v. 35, n. 1, p. 112-120, 2006.

DELALIBERA J. R. I.; MORAES G. J.; GOMEZ, D. R. S. Epizootias de *Neozygites floridana* (Zygomycetes, Entomophthorales). **Revista Brasileira de Entomologia**, v. 43, p. 287-291, 1999.

DEMITE P. R.; FERES, R. J. F. Ocorrência e flutuação populacional de ácaros associados a seringais vizinhos de fragmentos de cerrado. **Neotropical Entomology**, v. 36, n. 1, p. 117-127, 2007.

DURAN, P. M.; URRUTIA, A. B. Dos Nuevos Psilidos en Chile, *Ctenarytina eucalypti* y *Blastopsylla occidentales*. Corporación Nacional Forestal, CONAF, Chile, **Documento Técnico** nº 9, 2001.

FAVRAL, A. **Toxoptera aurantii (Boyer de Fonscolombe)**, Francia, 1997. Disponível em: <<http://www.inra.fr/hyppz/RAVAGEUR/6toxaur.htm>>. Acesso em: 24/04/ 2009.

FERLA, N. J.; MORAES, G. J. Seletividade de acaricidas inseticidas a ácaros predadores (Acari:Phytoseiidae) Encontrados em seringueira no centro-oeste do Brasil. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 36, n. 2, p. 357-362, 2006.

FERREIRA, C. S., TORRES, L. C., CARVALHO, C. F. & SOUZA, B. Ocorrência de *Bemisia tabaci* biótipo B em *Eucalyptus camaldulensis*. **Arquivos do Instituto Biológico**, v. 75, p. 527-528, 2008.

FERREIRA, M. A.; MANTA, C.; VALENTE, C. Primeiro registo de um ácaro eriofídeo do eucalipto em Portugal, *Rhombacus eucalypti* Ghosh & Chakrabarti (Acari: Eriophyidae). **Agronomia Lusitana**, v. 51, n. 3, p. 227-229, 2006.

FLECHTMANN, C. A. H. Dois ácaros novos para o eucalipto, com uma lista daqueles já assinalados para esta planta. **IPEF**, Piracicaba, n. 23, v. 1, p. 43-46, 1983.

FLECHTMANN, C. H. W. **Ácaros de importância agrícola**. 5 ed. São Paulo: Nobel, 1983b. 189p.

FLECHTMANN, C. H. W.; BAKER, E. W. A. Preliminary report on the Tetranychidae (Acarina) of Brazil. **Annals of the Entomological Society of America**, Columbus, v. 63, n. 1, p. 156-63, 1970.

FLECHTMANN, C. H. W.; SANTANA, D. L. Q. First record of an Eriophyid mite from *Eucalyptus* in Brazil, with a complementary description of *Rhombacus eucalypti* Ghosh and Chakrabarti (Acari: Eriophyidae). **International Journal of Acarology**, v. 27, n. 2, p.123-127, 2001.

FLECHTMANN, C.H.W. **Ácaros de importância agrícola**. 6 ed. São Paulo: Nobel, 1989. 189p.

FLECHTMANN; C. H. W.; BAKER, E. W. A preliminary report on the Tetranychidae (Acarina) of Brazil. **Annals of the Entomological Society of America**, Columbus, v. 63, n. 1, p. 156-63, 1970.

Gallo, D., O. Nakano, S.S. Neto, R.P.L. Carvalho, G.C. Batista, E.B. Filho,

J.R.P. Parra, R.A. Zucchi, S.B. Alves, J.D. Vendramim, L.C. Marchini, J.R.S. Lopes & C. Omoto. **Entomologia agrícola**. Piracicaba, FEALQ, 2002. 920p.

GERSON, U., KENNETH, R.; MUTTATH, T. I. *Hirsutella thompsonii*, a fungal pathogen of mites: II. Host-pathogen interactions. **Annals of Applied Biology**, v. 91, n. 1, p. 29-40, 1979.

GILL, R. J.; NAKAHARA, S.; WILLIAMS, M. L. 1977. Review of the genus *Coccus* Linnaeus in America North of Panama (Homoptera: Coccoidea: Coccidae). **Occasional Papers in Entomology**. California, v. 24, p. 1-44, 1977.

GOUGE, D. H. ; HAGUE, N. G. M. Glasshouse control of fungus gnats, *Bradysia paupera*, on fuchsias by *Steinernema feltiae*. **Fundam. Appl. Nematol**, v.18, p. 77-80 , 1995.

GRODZKI, R. *Gryllus assimilis*: danos causados e métodos de combate. **Floresta**, v. 4, p. 34-37, 1972.

HALBERT, S. Entomology Section. **Tri-ology**,v. 46n. 2,p. 5-11, 2007.

HODKINSON, I. D. Biocontrol of eucalyptus psyllid *Ctenarytaina eucalypti* by the australian parasitoid *Psyllaephagus pilosus*: a review of current programmes and their success. **Biocontrol News and Information**, United Kingdom, v. 20, n. 4: p.129-134, 1999.

HODKINSON, I. D. The biology of the Psylloidea (Homoptera): a review. **Bulletin Entomology Research**, British, v. 64, p. 325-339, 1974.

KESSING, J. L. M. & MAU, R. F. L. **Aleurodicus dispersus** (Russell), Hawaii, 1993. Disponível em: <http://www.extento.hawaii.edu/kbase/Crop/Type/a_disper.htm>. Acesso em: 05/05/2009.

LAMBKIN, T. A. A host list for *Aleurodicus dispersus* Russell (Hemiptera: Aleyrodidae) in Austrália. **Australian Journal of Entomology**, v. 38, p. 373-376, 1999.

MACÍAS, J.; ARGUEDAS, M.; HILJE, L. Plagas forestales neotropicales. **Manejo Integrado de Plagas y Agroecología**, Costa Rica, n. 64, p. 102-103, 2002.ce, 176, p. 34-37, mar. 1998.

MALAUSSA, J. C. **Des insectes au secours des eucalyptus**, **Environnement**. Biofutur, France, v. 176, p. 34-37, 1998.

MARICONI, F. A. M. Acaricidas. In: Flechtmann, C.H.W. **Ácaros de importância agrícola**. 5 ed. São Paulo: Nobel, 1989, p. 161-171.

MAU, R. F. L.; KESSING, J. L. M. *Toxoptera auranti* (Boyer de Fonscolombe), Hawaii, 1992. Disponível em: <<http://www.extento.hawaii.edu/kbase/crop/Type/toxopter.htm>>. Acesso em: 24/04/ 2009.

MEAD, F. W.; FASULO, T. R. Darkwinged Fungus Gnats, *Bradysia* spp. (Insecta: Diptera: Sciaridae), 2008. Disponível em:

<<http://edis.ifas.ufl.edu/pdf/IN/IN37200.pdf>>. Acesso em: 06/05/2009.

MEZA, P. A.; BALDINI, A. R. El Psilido de los Eucaliptos, *Ctenarytaina eucalypti* Maskell (1890) (Hemiptera, Psyllidae). Corporación Nacional Forestal, CONAF, Chile, **Nota Técnica**: Año 21, nº 39, 2001.

MILLER, D. Systematic Entomology Laboratory's Coccoidea web Page, United States, 2008. Disponível em: <<http://www.sel.barc.usda.gov/coccoidea/scaleframe.html>>. Acesso em: 28/04/2009.

MILLER, D.; BEM-DOV, Y.. *Chrysomphalus aonidum* (Linnaeus), 2009. Disponível em: <<http://www.sel.barc.usda.gov/catalogs/diaspidi/Chrysomphalusaonidum.htm>> Acesso em: 24/04/2009.

MILLER, G. L.; JENSEN, A. S.; NAKAHARA, S.; CARLSON, R. W.; MILLER, D. R.; STOETZEL, M. B. The USDA's Systematic Entomology Laboratory Whitefly Web Page, United States, 2008. Disponível em: <<http://www.sel.barc.usda.gov>>. Acesso em: 05/05/2009.

MILLER, L. W. The Tetranychid mites of Tasmania. **The Papers and Proceedings of the Royal Society of Tasmania**, v.100, p. 53-66 + 1 estampa, 1966.

MILLER, R.; RUNG, A.; VENABLE, G. L.; GILL, R. J. Species: *Vinsonia stellifera* (Westwood) - [Catalog](#), United States, 2007. Disponível em: <http://www.sel.barc.usda.gov/ScaleKeys/SoftScales/key/Soft_scales/Media/Html/Species/46Vins_stellifera/1Vins_stelliferaDesc.html>. Acesso em: 26/04/2009.

MOREIRA, F. R.; HAJI, F. N. P.; COSTA, N. D.; OLIVEIRA, M. D. Cultivo da Cebola no Nordeste, Brasil, 2007. Disponível em: <<http://sistemasdeproducao.cnptia.embrapa.br/FontesHTML/Cebola/CultivoCebolaNordeste/pragas.htm>>. Acesso em: 26/04/2009.

NÚÑEZ DEL PRADO, E.; IANNACONE, J.; GÓMEZ, H. Effect of two entomopathogenic fungi in controlling *Aleurodicus cocois* (Curtis, 1846) (Hemiptera: Aleyrodidae). **Chilean Journal of Agricultural Research**, v. 68, n. 1, p. 21-30, 2008.

OLIVARES, T. *Ctenarytaina eucalypti* (Maskell, 1980): el psilido del eucalipto en Chile (Hemiptera: Sternorrhyncha: Psylloidea: Spondylaspininae), Chile, 2001. Disponível em: <<http://www.udec.cl/entomologia/Psyllidae.html>>. Acesso em 07/06/2005.

OLIVARES, T. *Ctenarytaina eucalypti* (Maskell, 1980): el psilido del eucalipto en Chile (Hemiptera: Sternorrhyncha: Psylloidea: Spondylaspininae), Chile, 2001. Disponível em: <<http://www.udec.cl/entomologia/Psyllidae.html>>. Acesso em 07/06/2005.

OLIVEIRA R. C. de; NEVES, P. M. O. J.; ALVES, L.F.A. Seleção de fungos Entomopatogênicos Para o Controle de *Oligonychus yothersi* (McGregor) (Acari: Tetranychidae), na Cultura da Erva-Mate (*Ilex paraguariensis* St. Hill.). **Neotropical Entomology**, v. 33, n. 3, p. 347-351, 2004.

PEREIRA, F. F.; ANJOS, N. dos; ALMADO, R. de P. ; RODRIGUES, L. A. L. Primeiro registro de *Oligonychus yothersi* (McGregor) (Acari: Tetranychidae) em *Eucalyptus grandis* Hill ex Maiden no Brasil. **Revista Árvore**, v. 29, n. 4, p. 657-659, 2005.

PHILLIPS, C. Forest Insects, Blue Gum Psyllid, Australia, 1992. Disponível em: <<http://www.forestry.sa.gov.au>>. Acesso em 09/06/2005.

PINZÓN, O. P.; GUZMÁN, M.; NAVAS, F. Contribución al conocimiento de la biología, enemigos naturales y daños del pulgón del eucalipto *Ctenarytaina eucalypti* (Homoptera: Psyllidae). **Revista Colombiana de Entomología**, Colombia, v. 28, n. 2, p. 123-128, 2002.

ROSELL, R. C.; LICHTYF, T. J. E.; BROWN, J. K. Ultrastructure of the mouthparts of adult sweetpotato whitefly *Bemisia tabaci* Gennadius (Homoptera: Aleyrodidae). **Insect Morphology & Embryology**, v. 24, p. 297-306, 1995.

SALVADORI, J. R. Pragas-de-solo em culturas graníferas, Brasil, 1999. Disponível em: <http://www.cnpt.embrapa.br/biblio/p_co26.htm>. Acesso em: 25/04/2009.

SANTANA, D. L. Q. ; FARIA, F. D. ; Wink, C. ; FAVARO, R. M. . Ciclo de vida do ácaro *Oligonychus* sp. em *Eucalyptus camaldulensis*. In: Anais do IV EVENTO DE INIICAÇÃO CIENTÍFICA DA EMBRAPA FLORESTAS, 2005. Anais do IV EVENTO DE INIICAÇÃO CIENTÍFICA DA EMBRAPA FLORESTAS, 2005.

SANTANA, D. L. Q. **Monitoramento dos psílídeos do eucalipto**. Colombo: Embrapa – CNPF. Folder. Embrapa Florestas. 2004.

SANTANA, D. L. Q.; ANDRADE, F. M.; BELLOTE, A. F. J.; GRIGOLETTI JR., A. Associação de *Ctenarytaina spatulata* e de teores de magnésio foliar com a seca de ponteiros de *Eucalyptus grandis* . **Boletim de Pesquisa Florestal**. Colombo. Embrapa/ Ministério da Agricultura e do Abastecimento.n. 39, p. 41-49, 1999.

SANTOS, R. L. G.; ZANUNCIO, J. C.; ZANUNCIO, T. V.; PIRES, E. M. Pragas de eucalipto. **Informe Agropecuário**, v. 29, p. 71-85, 2008.

SERVICIO AGRÍCOLA Y GANADERO (SAG). El Psílido de los Eucaliptos, *Ctenarytaina eucalypti* Maskell (Hemiptera, Psyllidae). Ministerio de Agricultura. **Boletín Divulgativo**, Chile, 2000.

[Silva, A. G. A.](#); [Goncalves, C. R.](#); [Galvao, D. M.](#); [Goncalves, A. J. L.](#); [Gomes, J.](#); [Silva, N. M.](#) [Simoni, L.](#) Quarto catalogo dos insetos que vivem nas plantas do Brasil, seus parasitos e predadores. Parte 2, Tomo 1. Min. Agricultura, Rio de Janeiro, 1968. 622p.

SOSSAI, M. F.; ZANUNCIO, J. C.; TEIXEIRA, C. A. D.; SANTOS, G. P. Aspectos biológicos das fases de pré-pupa, pupa e adulto da lagarta-rosca *Nomophila* sp. (Lepidóptera: Pyralidae) em mudas de *Eucalyptus grandis* W. Hill ex Maiden (Myrtaceae). **Revista Árvore**, v. 23, p. 197-201, 1999.

TAMAI, M. A.; ALVES, S. B.; ALMEIDA, J. E. M. de; FAION, M. Avaliação de fungos Entomopatogênicos para o controle de *Tetranychus urticae* KOCH (ACARI: TETRANYCHIDAE). **Arquivos do Instituto Biológico**, São Paulo, v. 69, n. 3, p. 77-84. 2002.

TANZINI, M. R.; ALVES, S. B.; TAMAI, M. A.; MORAES, G. J. de; FERLA, N. J. An epizootic of *Calacarus heveae* (Acari: Eriophyidae) caused by *Hirsutella thompsonii* on rubber trees. **Experimental and Applied Acarology**, v. 24, p. 141-144, 2000.

TEIXEIRA, C. A. D.; ZANUNCIO, J. C.; SOSSAI, M. F.; PRATISSOLI, D. Biologia da lagarta-rosca *Nomophila* sp. (Lepidóptera: Pyralidae) em mudas de *Eucalyptus grandis* (Myrtaceae): fases de ovo e larva. **Revista Árvore**, v. 23, p. 65-68, 1999.

VENETTE, R. C.; DAVIS, E. E. Mini Risk Assessment Passionvine mealybug: *Planococcus minor* (Maskell) [Pseudococcidae: Hemiptera], United States, 2004. Disponível em: <http://www.aphis.usda.gov/plant_health/plant_pest_info/pest_detection/downloads/pr/pminorpra.pdf>. Acesso em: 25/04/2009.

WATSON, G. W. [Arthropods of Economic Importance - Diaspididae of the World](#), United States, 2005. Disponível em: <<http://nlbif.eti.uva.nl/bis/diaspididae.php?menuentry=inleiding>>. Acesso em: 25/04/2009.

ZAMUDIO, P. & CLAPS, L. E. Diaspididae (Hemiptera: Coccoidea) associated to fruit plants in Argentina. **Neotropical Entomology**, v.34, p. 255-272, 2005.

ZANETTI, R. Pragas de viveiros florestais, Brasil, 2005. Disponível em: <<http://www.den.ufla.br/Professores/Ronald/Disciplinas/Notas%20Aula/MIPFlorestas%20viveiros.pdf>>. Acesso em: 25/04/2009.

ZANUNCIO, J. C.; TEIXEIRA, C. A. D.; SOSSAI, M. F. Natural enemies of *Nomophila* sp. (Lepidóptera: Pyralidae), a cut-worm of *Eucalyptus grandis* (Myrtaceae) seedlings in Viçosa, Minas Gerais, Brazil. **Annais da Sociedade Entomológica do Brasil. São Paulo**, v. 28, n. 2, p. 357-358, 1999.

ZANUNCIO, J. C.; TORRES, J. B.; BORSATO, I.; CAMPOS, W. O. Ciclo biológico de *Bradysia coprophila* (Lintner) (Diptera, Sciaridae) em estacas de *Eucalyptus grandis* (Myrtaceae). **Revista Brasileira de Entomologia**, São Paulo, v. 40, p. 197-199, 1996.

ZONDAG, R. *Ctenarytaina eucalypti* Maskell (Hemiptera: Psyllidae). Blue gum Psyllid. **Forest Research Institute New Zealand Forest service**, New Zealand, n. 53, 1982.

Lista de fotos e figuras

Figura 1 Adultos de *Scatela* spp. coletadas em viveiros de produção de mudas de *Eucalyptus* spp. em Guarapuava, PR.

Figura 2 Larva e danos de mosca do viveiro (*Bradysia* sp.) em muda de eucalipto. Colombo, PR.

Figura 3 Adulto de *Agrotis ipsilon* sp. (Fonte – AgroAtlas, 2009)

http://www.agroatlas.ru/content/pests/Agrotis_ipsilon/Agrotis_ipsilon.jpg

Figura 4 Larva e danos *Agrotis ipsilon* (Fonte – Forestryimages, 2009)

<http://www.forestryimages.org/images/3072x2048/1435113.jpg>

Figura 5 Grilo adulto em mudas de eucalipto.

Figura 6 Danos de grilo em mudas de *Eucalyptus grandis*

Figura 7 Adulto de paquinha. (Fonte Enature, 2009) http://images.enature.com/insects_spid/insects_spid_m/is0078_1m.jpg

Figura 8 Colônia de pulgões em muda de *Eucalyptus grandis*

Figura 9 Colônia de Cochonilha *Eucalyptus grandis*

Figura 10 Colônia de mosca branca *Eucalyptus grandis*

Figura 11 Adulto de *Ctenarytaina eucalypti* em ponteiro de *E. benthamii*

Figura 12 Colônia de *Ctenarytaina eucalypti* em ponteiro de *E. benthamii*

Figura 13 Adulto de *Blastopsylla occidentalis* em *Eucalipto urograndis*.

Figura 14 Colônia de *Blastopsylla occidentalis* em muda de *Eucalyptus grandis*

Figura 15 Larva de sirfídeo predando ninfa de *Blastopsylla occidentalis*

Figura 16 Adulto de Coccinelidae predando ninfa de *Blastopsylla occidentalis*.

Figura 17 Ácaros *Oligonicus* sp. em folha de *E. grandis*

Figura 18 Danos do ácaros *Oligonicus* sp. em folhas de *E. urograndis*

Figura 19 Adulto de *Rhombacus eucalypti* em folhas de *E. camaldulensis*

Figura 20 Desenho esquemático de *Rhombacus eucalypti* (Fonte – Flechtmann e Santana, 2001)

Figura 21 Danos de *Rhombacus eucalypti* em mudas de *E. camaldulensis* em viveiro. Colombo, PR.



Figura 1



Figura 2



Figura 3



Figura 4



Figura 5



Figura 6





Figura 9



Figura 10



Figura 11



Figura 12



Figura 13



Figura 14



Figura 15



Figura 16



Figura 17



Figura 18



Figura 19



Figura 21

Flechtmann, C.H.W. and D.L.Q. Santana
 First record on an eriophyid mite from *Eucalyptus* in Brazil with a
 complementary description of *Rhombacus eucalyptifoliae* (Boczek).

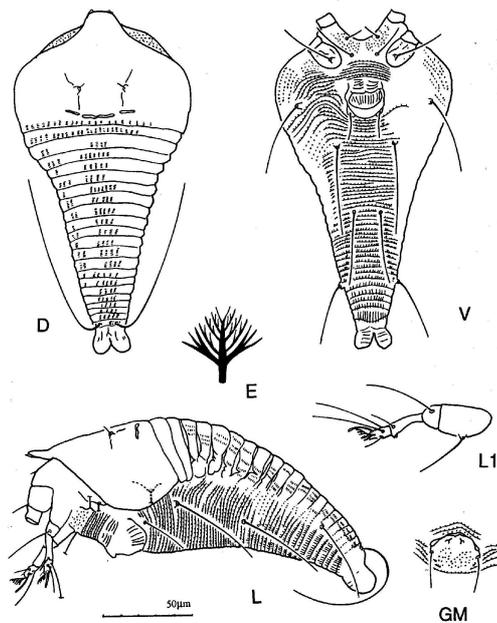


Figura 20