



Estratégias Integradas de Luta Contra Pragas-Chave em Espécies de Frutos Secos



Coordenação científica

Albino Bento

Estratégias Integradas de Luta Contra Pragas-Chave em Espécies de Frutos Secos

Editor
CNCFS

FICHA TÉCNICA

TÍTULO

Estratégias Integradas de Luta Contra Pragas-Chave em Espécies de Frutos Secos

COORDENAÇÃO

Albino Bento (Instituto Politécnico de Bragança/CIMO)

AUTORES

Albino Bento (IPB/CIMO)

Maria E. C. Sousa (IPB/CIMO)

Laís da Silva (IPB/CIMO)

Ana Lobo Santos (CNCFS)

Rosalina Marrão (CNCFS)

Luisa Moura (IPVC)

Edmundo Sousa (INIAV)

José Coutinho (IPCB)

EDIÇÃO

CNCFS

FOTOGRAFIAS

Albino Bento (IPB/CIMO)

Maria E. C. Sousa (IPB/CIMO)

Laís da Silva (IPB/CIMO)

Ana Lobo Santos (CNCFS)

Rosalina Marrão (CNCFS)

Luisa Moura (IPVC)

Edmundo Sousa (INIAV)

José Coutinho (IPCB)

DESIGN /PAGINAÇÃO

CNCFS

ISBN

978-989-54993-6-6

DATA

Dezembro de 2022

Índice

I- Pragas do castanheiro e da castanha

1- Vespa-das-galhas-do-castanheiro.....	2
2- Bichado-da-castanha.....	13
3- Gorgulho ou balanino-da-castanha.....	20

II- Pragas da noqueira

1- O bichado-da-fruta em noqueira	28
-----------------------------------------	----

III- Pragas da amendoeira

1- Ácaros associados à amendoeira (aranhão-amarelo e aranhão-vermelho)	44
2- A cigarrinha-verde em amendoeira	59
3- Pragas de Coleópteros associados ao amendoal (Cabeça-de-prego e Escolítídeo)	67
4- Pragas de lepidópteros associados ao amendoal (anársia, grafolita e zeuzera)....	80
5- Monosteira	101
6- Afídeos da amendoeira.....	108

Nota de introdução

O manual “Estratégias Integradas de Luta Contra Pragas-Chave em Espécies de Frutos Secos” foi elaborado no âmbito das atividades do Grupo Operacional BioPest - Estratégias integradas de luta contra pragas-chave em espécies de frutos secos (PDR2020-1.0.1-030960).

Com este projeto pretendeu-se acompanhar as pragas-chave destas culturas, observar os períodos de ocorrência, avaliar os prejuízos que ocasionam, introduzir e aplicar meios de luta biotécnica e biológica e promover a biodiversidade funcional associada ao sistema agrícola, permitindo desta forma melhorar a qualidade dos frutos, a produtividade e a sustentabilidade das culturas.

Dos ensaios realizados em campo e da experiência e trabalho de todos os parceiros deste projeto surge este Manual de Boas Práticas para apoiar os produtores e técnicos na gestão das pragas associadas à amendoeira, à noqueira e ao castanheiro.

Grupo Operacional BIOPEST (entidades)

Centro Nacional de Competências para os Frutos Secos (líder)
Instituto Politécnico de Bragança
Instituto Nacional de Investigação Agrária e Veterinária
Instituto Politécnico de Castelo Branco
Instituto Politécnico de Viana do Castelo
Universidade de Trás-os-Montes e Alto Douro
Refcast
Filipe Rodrigues Pereira
Cooperativa dos Lavradores do Centro e Norte
Agro Rio Bom, Lda
Associação Regional dos Agricultores das Terras de Montenegro
Cooperativa Agrícola de Alfândega da Fé
Associação Agro-Florestal e Ambiental da Terra Fria Transmontana
COAMÊNDUA - Cooperativa Agrícola de Produtores de Frutos de Casca Rija
Cooperativa Soutos os Cavaleiros
Associação Florestal Vale Douro Norte
Cooperativa Agrícola de Penela da Beira
Proruris
Associação Florestal do Lima

I- PRAGAS DO CASTANHEIRO E DA CASTANHA

1- Vespa-das-galhas-do-castanheiro

Autores: Lobo Santos, A.¹, Marrão, R.¹ & Bento, A.²

¹. Centro Nacional de Competências dos Frutos Secos

². Instituto Politécnico de Bragança/CIMO

Introdução

A vespa-das-galhas-do-castanheiro, *Dryocosmus kuriphilus* Yasumatsu (figura 1.1), é uma das mais importantes pragas do castanheiro, causando elevados prejuízos económicos.

Sistemática



Classe: Insecta

Ordem: Hymenoptera

Família: Cynipidae

Género: *Dryocosmus*

Espécie: *Dryocosmus kuriphilus*

Nome comum: vespa-das-galhas-do-castanheiro

Figura 1.1. Adulto de vespa-das-galhas-do-castanheiro, *Dryocosmus kuriphilus* Yasumatsu

Distribuição geográfica

A vespa-das-galhas-do-castanheiro é originária da China e iniciou a sua dispersão pelo Japão (1941), Coreia (1958), Estados Unidos da América (1974), Nepal (1999) e Itália (2002) (Paparella et al., 2016). Atualmente encontra-se um pouco por todo o mundo, onde existem espécies do género castânea (figura 1.2).



Figura 1.2. Distribuição geográfica da vespa-das-galhas-do-castanheiro, *Dryocosmus kuriphilus* Yasumatsu (CABI, 2022).

Em Portugal, foi referenciado pela primeira vez na região de Entre-Douro-e-Minho em 2014, em

2015 surgiram os primeiros focos na região de Trás-os-Montes e em 2020 foi detetado um foco em Marvão. Atualmente encontra-se presente em todas as regiões onde existe castanheiro em Portugal

Capacidade de dispersão

A dispersão desta praga a longas distâncias depende da circulação de plantas ou partes de plantas, já a dispersão natural do inseto adulto representa no máximo 25 km/ano.

Hospedeiros



D. kuriphilus ataca apenas espécies do género *Castanea* (figura 1.3).

Esta praga faz parte da Lista A2 da OEPP/EPPO e é considerado um dos organismos nocivos mais perigosos para as espécies do género *Castanea*.

De entre as variedades mais plantadas, apenas a variedade Bouche de Bétizac apresenta resistência natural a esta praga, apresentando apenas leves deformações nas folhas, sem formação de galhas (Perez et al., 2015).

Figura 1.3. Castanheiro da espécie *Castanea sativa* Mill.

Segundo um estudo realizado em Itália, existem 5 variedades resistentes à vespa-das-galhas-do-castanheiro: Bouche de Bétizac, Idae, Maridonne, Marlhac; Vignoes, Pugnenga e Savoye. Apenas as duas últimas variedades pertencem à espécie *Castanea sativa*. O mesmo estudo demonstrou que a variedade Judia é mais resistente que a Longal, apresentando quase três vezes menos galhas/gomos (Sartor et al, 2015).

Impacto económico

Desde que a vespa-das-galhas-do-castanheiro surgiu na Europa têm sido desenvolvidos diversos trabalhos sobre o comportamento desta praga e o seu impacto. A investigação tem incidido sobre a interações hospedeiro-praga, a luta biológica, o controlo mecânico, as variedades resistentes e a avaliação visual e caracterização dos estragos/sintomas. Tendo em conta estes trabalhos foram desenvolvidos uma série de métodos diferentes para a avaliação do grau de infestação e estimar possíveis perdas económicas (Gehring et al, 2018).

O castanheiro Europeu tem uma forte importância social, económica e ambiental no sul da Europa, cobrindo uma área de 2,53 milhões de hectares, incluindo 75.000 ha dedicados a produção de frutas (Acquadro et al, 2019).

Também em Portugal o castanheiro é uma cultura importante, atualmente com uma superfície total (soutos e castiçais) de 77 000 ha (ISIP-2018 e COS 2015). Com uma produção de castanha de 34 165 toneladas (INE, 2019) é uma das culturas mais rentáveis nas zonas de montanha, tanto como atividade principal bem como complemento de outras atividades.

É no distrito de Bragança que se encontram as maiores manchas de castanheiro, representando mais de 52 % da área nacional.

Em Trás-os-Montes a produção de castanha representa uma fatia considerável do orçamento das famílias, com o surgimento da vespa-das-galhas-do-castanheiro, que pode causar perdas de produção entre 50 e 80%., o impacto económico pode ser devastador e com reflexo em toda a economia local.

Biologia

Com apenas uma geração anual (figura 1.4), os primeiros adultos surgem no início de junho, nas zonas mais quentes, e continuam a emergir das galhas até meados de agosto, dependendo das condições climáticas da região (Bonsignore et al., 2019).

Os adultos vivem cerca de 10 dias e realizam a postura de aproximadamente 100 ovos, nos gomos do castanheiro (figura 1.5).

Quando o castanheiro retoma a sua atividade vegetativa (Primavera), as larvas hibernantes (figura 1.6 e 1.7) prosseguem o seu desenvolvimento e induzem a formação de galhas.

Dentro das galhas as larvas (figura 1.8) alimentam-se durante cerca de 30 a 40 dias e depois pupam. A pupação (figura 1.9) dura cerca de 15 dias. O período entre o início da formação das galhas e a emergência dos adultos (figura 1.10) tem a duração de 30 a 70 dias (Perez et al., 2015).

Temperaturas entre os 25°-30°C favorecem a atividade deste inseto, com temperaturas inferiores a 15°C esta atividade reduz bastante, tornando-se ausente a temperaturas abaixo dos 10°C (DGAV, 2014).



Figura 1.4: Ciclo biológico da vespa-das-galhas-do-castanheiro, *Dryocosmus kuriphilus* Yasumatsu



Figura 1.5: Ovos de vespa-dasgalhas-do-castanheiro, *Dryocosmus kuriphilus* Yasumatsu .



Figura 1.6: Larva de 1º instar de vespa-dasgalhas-do-castanheiro, *Dryocosmus kuriphilus* Yasumatsu .



Figura 1.7: Larva de 2º instar de vespa-dasgalhas-do-castanheiro, *Dryocosmus kuriphilus* Yasumatsu .



Figura 1.8: Larva de 3º instar de vespa-dasgalhas-do-castanheiro, *Dryocosmus kuriphilus* Yasumatsu .



Figura 1.9: Pupas de vespa-dasgalhas-do-castanheiro, *Dryocosmus kuriphilus* Yasumatsu .



Figura 1.10. Adulto de vespa-dasgalhas-do-castanheiro, *Dryocosmus kuriphilus* Yasumatsu .

Sintomatologia e Importância dos estragos

No Inverno os castanheiros atacados apresentam galhas secas (figura 1.11).



Figura 1.11. Aparência dos castanheiros atacados por *Dryocosmus kuriphilus* Yasumatsu no Inverno.

Na Primavera os castanheiros, como reação à atividade das larvas de *D. kuriphilus* no interior dos gomos, formam galhas (figura 1.12).



Figura 1.12. Aparência dos castanheiros atacados por *Dryocosmus kuriphilus* Yasumatsu na Primavera.

A proliferação de galhas no castanheiro origina os seguintes estragos/prejuízos (PEREZ et al., 2015):

- Redução da superfície fotossintética e diminuição de nutrientes, que levam à redução da produção de hidratos de carbono disponíveis para o crescimento das árvores ou do fruto;
- Formação de um número inferior de gemas durante o inverno, o que origina uma redução do número de novos gomos no ano seguinte;
- Diminuição progressiva do período vegetativo das árvores, do seu vigor, do seu crescimento em altura e da biomassa;

- Redução do número de inflorescências e como consequência menor quantidade de ouriços. Os danos nos frutos são tanto de origem quantitativa, como qualitativa, devido à perda de hidratos de carbono;
- E o stresse e debilidade do castanheiro tornam-no mais suscetível às doenças secundárias ou às carências.

Fatores de limitação natural

Os parasitoides autóctones associados a *D. kuriphilus* são uma forma indireta de luta e a sua existência e fomento são importantes para a diminuição da praga, embora não sejam, por si só, um meio de controlo.

As taxas de parasitismo natural variaram de ano para ano e de região para região, oscilando entre 18% e 59%. Estes parasitoides devido à sua natureza inespecífica são insuficientes na proteção contra esta praga (Gibbs et al., 2011).

Os soutos e castinçais que têm na sua área envolvente matas de carvalhos, segundo alguns estudos, apresentam maior diversidade de parasitoides e taxas de parasitismo natural mais elevadas (Matosevic & Melika, 2013; Panzavolta et al., 2013).

Nos diferentes países onde a vespa-das-galhas-do-castanheiro se encontra instalada foram identificados parasitoides autóctones. Estes pertencem a cinco famílias (figura 1.13) (Eupelmidae, Torymidae, Euritomidae, Pteromalidae e Ormyridae) da superfamília Chalcidoidea. Esta superfamília é considerada aquela em que mais espécies têm sido bem-sucedidas na sua utilização como agentes de luta biológica.



Figura 1.13. Exemplos de parasitoides autóctones das diferentes famílias a que pertencem as 12 espécies identificadas em Portugal .

Em Portugal, foram identificadas 12 espécies (*Eupelmus azureus* Nees, *Eupelmus urozonus* Dalman, *Eurytoma brunniventris* Ratzeburg, *Eurytoma setigera* Mayr, *Megastigmus dorsalis* Fabricius, *Ormyrus pomaceus* Geoffroy, *Sycophila iracemae* Nieves Aldrey, *Sycophila variegata* Curtis, *Sycophila biguttata* Swederus, *Torymus auratus* Müller, *Torymus notatus* Walker e *Torymus flavipes* Walker), também pertencentes às famílias atrás indicadas.

Monitorização e estimativa do risco

A monitorização da vespa-das-galhas-do-castanheiro é realizada através da observação da totalidade da copa de pelo menos 3 a 5 árvores e posterior determinação do nível de infestação, por observação visual da presença de galhas:

- 0-10% de gomos atacados - Infestação inicial;

- 11-25% de gomos atacados - Infestação ligeira;
- 26-50% de gomos atacados - Infestação média;
- 51-80% de gomos atacados - Infestação grave;
- >80% de gomos atacados - Infestação muito grave.

O tratamento biológico é programado de acordo com a intensidade da infestação e com as regas definidas pela Comissão de Acompanhamento, Prevenção e Combate à Vespa-das-galhas-do-castanheiro (DGAV, 2017).

A monitorização realiza-se de agosto a abril, sendo que no período de inverno a presença de galhas torna-se mais evidente.

É fundamental que a identificação de focos desta praga esteja terminada até fevereiro para posterior definição do plano de largadas do parasitoide *Torymus sinensis* Kamijo.

Meios de luta

A luta cultural e a luta biológica são as formas mais eficazes de combate a esta praga. Como meios diretos de luta contra esta praga recorre-se:

1- à luta cultural, empregue apenas em plantas jovens, onde se procede à remoção e destruição das partes atacadas antes da emergência do inseto;

2- à luta biológica, através da largada (figura 1.14) do parasitoide específico *Torymus sinensis* Kamijo (Hymenoptera: Torymidae).

Embora não tenha uma ação imediata, este tem sido o meio de luta mais eficaz contra a praga. Este parasitoide oriundo da China, pertence à superfamília Chalcidoidea e à ordem Hymenoptera e é específico de *D. kuriphilus* (Nieves-Aldrey et al., 2019).

O *T. sinensis* é univoltino, ou seja, apresenta uma única geração por ano. No final do inverno, o adulto após emergir das galhas do ano anterior, acasala e posteriormente a fêmea faz a postura no interior das galhas recém-formadas. A esperança média de vida dos adultos é cerca de 30 dias, alimentando-se das meladas das plantas.

As fêmeas ovipositam cerca de 70 ovos e a larva de *T. sinensis*, sendo ectoparasita, alimenta-se da larva madura de *D. kuriphilus*. Durante o inverno pupa no interior da larva hospedeira (Nieves-Aldrey et al., 2019) (figura 1.15).

O adequado conhecimento do ciclo biológico da praga, da oportunidade das largadas do inseto *T. sinensis* (figura 1.16), das condições climáticas e de outros fatores de limitação natural da praga vão determinar o sucesso deste meio de luta (EPPO, 2005; Francati et al., 2015).

As largadas devem ser realizadas quando o castanheiro está no estado fenológico D/dm (até ao aparecimento dos amentilhos), coincidindo com a fase em que as galhas já estão desenvolvidas, mas ainda não estão lenhificadas (Salvadori & Pedrazzolt, 2013). É importante que as condições climáticas sejam boas.



Figura 1.14: Luta biológica: largadas de **Primavera** s Kamijo.

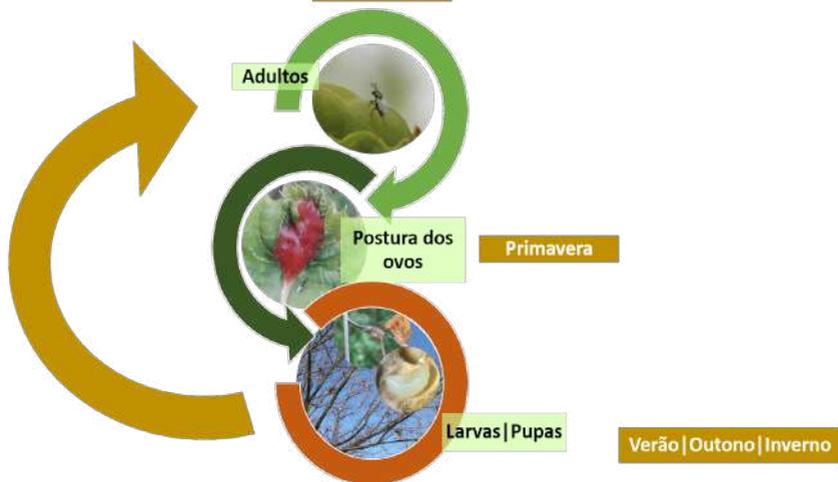


Figura 1.15: Ciclo de vida da **Primavera** s Kamijo.



Figura 1.16: Parasitoide *Torymus sinensis* Kamijo.

Após a largada:

- Não se pode cortar os ramos/galhas, pois o parasitoide *T. sinensis* emerge das galhas do ano anterior (galhas secas presentes no castanheiro);
- Quando se poda os ramos finos com as galhas secas devem ser deixados no souto;
- Não se pode efetuar tratamentos químicos até início do verão, pois pode comprometer o sucesso deste meio de luta e a futura instalação deste parasitoide no nosso território;
- Não devem mobilizar os soutos até finais de abril.

3- Luta química, não existem meios de luta química homologados em Portugal ou em qualquer dos países onde a praga está presente.

Bibliografia:

Acquadro, A., Torello Marinoni, D., Sartor, C.; Dini, F.; Macchio, M. & Botta, R. (2020). Transcriptome characterization and expression profiling in chestnut cultivars resistant or susceptible to the gall wasp *Dryocosmus kuriphilus*. *Molecular Genetics and Genomics*. 295, 107–120

Bonsignore, C.; Vono, G. & Bernardo, U. (2019). Environmental thermal levels affect the phenological relationships between the chestnut gall wasp and its parasitoids. *The Royal Entomological Society, Physiological Entomology*, 44, 87–98.

CABI. (2022). <https://www.cabi.org/isc/>

DGAV- Direção Geral de Alimentação e Veterinária (2014). Plano de acção nacional para controlo do inseto *Dryocosmus Kuriphilus* Yasumatsu (Vespa das galhas do castanheiro). DGAV. Lisboa

DGAV- Direção Geral de Alimentação e Veterinária (2017). Plano de acção nacional para controlo do inseto *Dryocosmus Kuriphilus* Yasumatsu (Vespa das galhas do castanheiro). DGAV. Lisboa

EPPO Global Database (2020). <https://gd.eppo.int/taxon/DRYCKU> (Acedido a 30 de novembro de 2020).

Gehring, E., Bellosi, B., Quacchia, A. & Conedera, M. (2018) Assessing the impact of *Dryocosmus kuriphilus* on the chestnut tree: branch architecture matters. *Journal of Pest Science*. 91, 189–202

Gibbs, M., Schönrogge, K., Alma, A. et al. (2011). *Torymus sinensis*: a viable management option for the biological control of *Dryocosmus kuriphilus* in Europe? *BioControl*, 56, 527–538.

Matosevic, D.; Melika, G. (2013). Recruitment of native parasitoids to a new invasive host: first results of *Dryocosmus kuriphilus* parasitoid assemblage in Croatia. *Bulletin of Insectology*. 231-238 p.

OEPP/EPPO. (2005). *Dryocosmus kuriphilus*. Bulletin OEPP/EPPO, 422-424.

Panzavolta, T.; Bernardo, U.; Bracalini, M.; Cascone, P.; Croci, F.; Gebiola, M.; Iodice, L.; Tiberi, R. & Guerrieri, E. (2013). Native parasitoids associated with *Dryocosmus kuriphilus* in Tuscany, Italy. Bulletin of Insectology. 66, 195-201 p.

Paparella, F., Ferracini, C., Portaluri, A., Manzo, A. & Alma, A. (2016). Biological control of the Chestnut gall wasp with *T. sinensis*: a mathematical model. Ecological Modelling – Elsevier, 338, 17-36.

Perez, T. & López, J. F. (2015). Medidas contra a avespa chinesa do castanheiro (*Dryocosmus kuriphilus*). Xunta de Galicia.

Sartor, C.; Dini, F.; Torello Marinoni, D.; Mellano, M. G.; Beccaro, G. L.; Alma, A.; Quacchia & A.; Botta, R. (2015). Impact of the Asian wasp *Dryocosmus kuriphilus* (Yasumatsu) on cultivated chestnut: Yield loss and cultivar susceptibility. Scientia Horticulturae. 197, 454-460

2- Bichado-da-castanha

Autores: Marrão, R.,¹ Lobo Santos, A.¹, Sousa, E.² & Bento, A.³

¹. Centro Nacional de Competências dos Frutos Secos

². Instituto Nacional de Investigação Agrária e Veterinária, I.P.

³. Instituto Politécnico de Bragança/CIMO

Introdução

O bichado-da-castanha, *Cydia splendana* (Hübner, 1799) (figura 2.1), é uma das mais importantes pragas da castanha. Este inseto provoca estragos na castanha que impossibilitam a sua comercialização, ocasionando prejuízos económicos avultados.

Sistemática



Classe: Insecta

Ordem: Lepidoptera

Família: Tortricidae

Género: *Cydia*

Espécie: *Cydia splendana* (Hübner, 1799)

Nome comum: bichado-da-castanha

Figura 2.1. Adulto de bichado-da-castanha, *Cydia splendana* (Hübner, 1799)

Distribuição geográfica

O bichado-da-castanha está distribuído por de vários países da Europa, como Albânia, França, Grécia, Itália, Macedónia, Portugal, Espanha e Turquia (Gilligan e Passoa, 2014) (figura 2.2).



Figura 2.2. Distribuição de bichado-da-castanha, *Cydia splendana* Hübner (aptado de EPPO Global Database, 2020).

Hospedeiros

C. splendana ataca várias plantas do género *Castanea*, *Quercus*, *Fagus* e *Juglans* (Aguin-Pombo et al., 2018; Bento et al., 2007; Navarro, 2019) (figura 2.3). No entanto o hospedeiro preferencial de *C. splendana* é a espécie *Castanea sativa* Mill. (Gillingan e Passoa, 2014).



Figura 2.3. Plantas dos géneros: *Castanea* (A), *Fagus* (B), *Juglans* (D) e *Quercus* (D)

Impacto económico

O impacto económico causado por *C. splendana* é particularmente importante em áreas de produção de castanha. As perdas podem atingir até 50% da produção de castanha na região de Galiza (Espanha) (Mansilla et al 2000). Na região de Trás-os-Montes (Portugal), *C. splendana* é considerada a praga mais importante (Bento et al., 2007), sendo relatados prejuízos até 40% de castanhas atacadas. Esta praga provoca estragos, que resultam da formação de pequenas galerias no interior do fruto em resultados do desenvolvimento das larvas. Como consequência do ataque, as castanhas perdem valor comercial (Bento et al., 2007).

Biologia

Durante o ciclo de vida, *C. splendana* (figura 2.4) passa por quatro estados de desenvolvimento: ovo, lagarta, pupa e adulto. Esta espécie é univoltina, isto é, tem apenas uma geração por ano (Bovey, 1966). Os adultos voam entre meados de julho e início de outubro, ao final da tarde. As fêmeas efetuam as posturas nas folhas do castanheiro, próximas dos ouriços. A postura ocorre 4 a 5 dias após a emergência e cada fêmea pode pôr um máximo de 300 ovos (Bovey, 1966; Mansilla et al., 2000). Após duas ou três semanas dá-se a eclosão das larvas, que se dirigem para os ouriços, abrindo orifícios nas castanhas e penetrando no seu interior.

O orifício de entrada, por ser muito fino, é difícil de observar na parte exterior da castanha,

aparecendo mais tarde um orifício circular de saída (Soares, 2008). As larvas, no interior das castanhas, abrem galerias à medida que se vão alimentando do fruto (Aguin-Pombo et al., 2018; Navarro, 2019), demorando o seu desenvolvimento 35 a 45 dias. Após este período, as larvas saem da castanha, enterram-se no solo, onde passam uma parte do seu ciclo de vida, em forma de larva e posteriormente de pupa (Soares, 2008).

o **Ovo**: de cor branca, mas no final de alguns dias apresentam um anel vermelho púrpura/alaranjado no centro e medem entre 0.55 a 0.72 mm de comprimento.

o **Lagarta**: desenvolvem-se ao longo de cinco estádios, possuem uma coloração branca translúcida nos primeiros instares, adquirido um comprimento de 12 a 16 mm, no último estágio.

o **Pupa**: de cor castanho-escuro e com 9 a 11 mm de comprimento, abdómen com duas filas transversais de espinhos curtos e grossos.

o **Adulto**: é uma borboleta com envergadura de 14 a 22 mm. A coloração nas asas anteriores nos adultos pode variar entre tons de pardo-escuro e cinzento acastanhados com a forma basal bem diferenciada ou ter asas anteriores castanhas-escuras uniformes, sem corpo basal distinto.



Figura 2.4. Ciclo biológico do bichado-da-castanha, *Cydia splendana* Hübner

Sintomatologia

A larva, após a eclosão penetra no fruto através de um orifício muito fino, que a olho nu não é fácil detetar. Apenas se observam com facilidade os orifícios de saída, quando a larva abandona

o fruto (figura 2.5, 2.6). Assim numa fase inicial de ataque, uma castanha atacada não se consegue distinguir facilmente de uma castanha sã, observa-se, contudo, uma depressão na base e uns ligeiros sulcos dirigidos da base para a ponta. A castanha atacada, em geral, cai mais precocemente que a castanha sã. Por outro lado, as galerias que se encontram no interior do fruto estão cheias de excremento (figura 2.7) e alguns fungos, levando mais ao apodrecimento das mesmas.



Figura 2.5. Castanha com orifício de saída e respetiva larva de *Cydia splendana* Hübner



Figura 2.6. Larva do 5º instar de *Cydia splendana* Hübner



Figura 2.7. Interior de uma castanha onde é possível observar parte da galeria feita pela larva do 2º instar de *Cydia splendana* Hübner, com alguns excrementos.

Fatores de limitação natural

Os inimigos naturais (parasitoide, predadores e organismos patogénicos) podem atacar todas as fases de desenvolvimento da praga (ovo, larva, pupa ou adultos). Na Europa são citados, vários parasitoides de ovos, larvas e pupas de *C. splendana*, como *Ichneumonídeos Itoplectis maculator* (Fabricius), *Pristomerus vulnerator* (Panzer) e *Epirus ventricosus* (Tschek) os Braconídeos *Ascogaster quadridentatus* (Wesmael), *Phanerotoma dentata* (Panzer) e *Microdus tumidulus* Nees; os *Trichogramma* sp., *Elachertus* sp.; e os dípteros taquinídeos *Bessa selecta* (Meigen) e *Zenillea roseanae* (Brauer y Bergenstamm) (Bogenschütz, 1991).

Na Turquia foi realizado um controlo biológico utilizando nematodes entomopatogénicos (*Steinernema feeliae*, *S. weiseri* e *Heterorhabditis bacteriophora*) sobre larvas do último instar de *C. splendana*, tendo verificados ótimos resultados (Karagoz et al, 2009; Ebone et al., 2020), o mesmo se verifica na aplicação de fungos entomopatogénicos, *Paecilomyces farinosus* (Holm. Gray) (Aguin-Pombo et al., 2018), *Beauveria bassiana* (Bals.-Criv.) Vuill. (Oliveira et al., 2014) e *Metarizhium* (Asan et al., 2017; Ebone et al., 2020).

Monitorização, estimativa do risco e nível económico de ataque

A monitorização desta praga deve fazer-se às diferentes fases de desenvolvimento do inseto (adultos e estados imaturos), bem como a estimativa dos estragos provocados.

A monitorização de adultos faz-se com recurso a armadilhas delta com feromona sexual (figura 8). Normalmente, três armadilhas por souto /área homogenia, distanciadas entre si em cerca de 50 metros e colocadas no terço superior as árvores. Os adultos são contados semanalmente e a feromona é substituída mensalmente. Com esta técnica é possível saber o período de voo da praga e quando se atinge o pico de capturas.

A monitorização dos estados imaturos (ovos) faz-se através da recolha de folha localizadas próximas dos ouriços (10 folhas/árvore em 20 árvores), a diferentes alturas da copa e orientações, sendo observadas posteriormente à lupa binocular, para avaliar a intensidade de ataque.



Figura 2.8. Armadilha delta com feromona sexual, para captura de adultos de *Cydia splendana* Hübner

Meios de luta

A maior parte do ciclo de vida do bichado-da-castanha é passado no interior do fruto ou enterrado no solo, aspeto que a par da altura das árvores, dos declives acentuados da maioria dos soutos, do período alargado da postura, entre outros, dificultam o combate à praga. Os meios de luta que temos ao dispor passam fundamentalmente pela prática de medidas preventivas, que ajudam a limitar o desenvolvimento da praga e simultaneamente também se pode utilizar, com alguma ponderação, a luta química.

- Medidas preventivas: na altura da colheita a recolha periódica de frutos atacados e sua destruição, para evitar que as lagartas se enterrem no solo, o que permite a redução da população da praga, para o ano seguinte. A mobilização superficial do solo na primavera, a uma profundidade de 10-15 cm, desaconselhada em soutos onde existam áreas com risco de infeção pela doença-da-tinta (*Phytophthora cinnamoni*). A mobilização do solo, expõe as larvas ou pupas ao ataque de predador, e a condições climáticas desfavoráveis causando-lhes a morte. Apesar de serem pouco utilizadas, o uso de redes de malha fina colocadas debaixo das árvores, antes da queda do fruto vai impedir que as larvas cheguem ao solo.
- Luta química: em Portugal estão autorizadas as substâncias ativas deltametrina, clorantropilprol e *Bacillus thuringiensis* subsp. *Kurstaki*. Caso se justifique recorrer a meios de luta química, o tratamento deverá ser efetuado imediatamente após o pico de voo, que normalmente ocorre entre finais de agosto e meados de setembro, próximo do fim da postura (DGAV, 2017). O uso de inseticidas químicos deverá ser bem ponderado, dados os inconvenientes para o ambiente, aplicadores e a possibilidade de a praga desenvolver resistência, além da aplicação ocorrer próximo do período de colheita de cogumelos e poder afetar outras atividades como a apicultura.

Bibliografia

Aguin-Pombo, D.; Angeli, G.; Aguiar, A. M. F. & Lopes, D. H. (2018). Critério para a Gestão Sustentada do Bichado-da-Castanha. In: Aguin-Pombo, D., Aguiar, A. M. Franquinho. A cultura do castanheiro na Madeira: Manual Prático. Universidade da Madeira.

Alanís, R. 2003. Análisis de la entomofauna asociada al castaño (*Castanea sativa*) en el valle del genal (Málaga). Trabajo Fin de Carrera. Universidad de Córdoba.

Bento, A., Pereira, S. & Pereira, J.A. (2007). Pragas associadas á castanha em Trás-os-Montes. II Congresso Ibérico do Castanheiro, 20 – 22 de junho de 2007, Vila Real, Portugal. 254-258p.

Bogenschütz ,H.(1991). Eurasian species in forestry. En: Tortricid Pest (L.P.S. van der Geest y

Evenhuis, H. H.; Eds.). Elsevier. Amsterdam. Cap. 7: 673-709.

Bovey, P. (1966). "Super-familledes Tortricodea," in *Entomologie Appliquée à L'agriculture*, Vol. II, ed A.S. Balachowsky (Paris: Masson), 456–893.

DGAV (2017). Direção Geral de Alimentação e Veterinária. Lista de produtos autorizados para usos menores.

Ebone, A., Terzuolo, P.G., Boni, I., Brenta, P., Palenzona, M. & Ferrara, A. M. (2020). Castagneti da Frutto in Piemonte pubblicazione realizzata nel 2020 nell'ambito della collana "Le guide selvicolture" della Regione Piemonte.

García-García, C.R.; Parron, T.; Requena, M.; Alarcón, R.; Tsatsakis, A.M. & Hernández, A.F. (2016). Occupational pesticide exposure and adverse health effects at the clinical, hematological and biochemical level. *Life Sci.* 145, 274 e 283.

Gilligan, T. M. & Passoa, S. C. (2014) *Lepintercep* – An identification resource for intercepted Lepidoptera larvae. Identification Technology Program (ITP), Fort Collins, CO.

Karagoz, M.; Gulcu, B.; Hazir, S., & Kaya, H. K. (2009). Laboratory evaluation of Turkish entomopathogenic nematodes for suppression of the chestnut pests, *Curculio elephas* (Coleoptera: Curculionidae) and *Cydia splendana* (Lepidoptera: Tortricidae). *Biocontrol Science and Technology* Vol. 19, No. 7, August 2009, 755_768

Mansilla, J.P.; Pérez Otero, R.; Pintos, C.; Salinero, C. & Iglesias, C. (2000). Plagas y enfermedades del castaño en Galicia. Xunta de Galicia. Consellería de Agricultura, Ganadería e Política Agroalimentaria. Pontevedra.

Navarro, M. I. C. (2019). Diversidad genética y resistencia del castaño a factores bióticos y abióticos. Tesis Doctoral. Ingeniería Agraria, Alimentaria, Forestal y del Desarrollo Rural Sostenible por la Universidad de Córdoba y la Universidad de Sevilla.

Oliveira, Ivo; Baptista, Paula; Lino-Neto, Teresa; Bento, Albino; Pereira, J.A. (2014). Susceptibilidade de *Cydia splendana* ao fungo entomopatogénico *Beauveria bassiana*. VII Congreso Ibérico de Agroingeniería y Ciências Hortícolas. Madrid. p. 1890-1895.

Soares, M.F.M. (2008). Contribuição para o desenvolvimento de um programa de proteção contra o bichado-da-castanha, *Cydia splendana* (HÜBNER) (Dissertação de Mestrado em Agricultura Biológica) Universidade de Trás-os-Montes e Alto Douro. Vila Real.

EPPO Global Database (2020). <https://gd.eppo.int/taxon/DRYCKU> (Acedido a 30 de novembro de 2020).

3- Gorgulho ou balanino-da-castanha

Autores: Marrão, R.,¹ Lobo Santos, A.¹, Moura, L.² & Bento, A.³

¹ Centro Nacional de Competências dos Frutos Secos

² Instituto Politécnico de Viana do Castelo

³ Instituto Politécnico de Bragança/CIMO

Introdução

O gorgulho, *Curculio elaphes* (Gyll.) (figura 3.1), é uma praga da castanha considerada secundária. Este inseto provoca estragos na castanha que impossibilitam a sua comercialização, mas, normalmente, observaram-se percentagens de estragos baixos.

Sistemática



Classe: Insecta

Ordem: Coleoptera

Família: Curculionidae

Género: *Curculio*

Espécie: *Curculio elaphes* (Gyll.)

Nome comum: Gorgulho ou balanino-da-castanha

Figura 3.1. Adultos de *Curculio elephas* (Gyll.)

Referência: Curculio elephas - Mating Weevils - Curculionidae - (1).jpg - <https://www.wikidata.org/wiki/Q840583>

Distribuição geográfica

O gorgulho ou balanino-da-castanha é uma espécie com distribuição na Europa meridional - Itália, Espanha, centro e sul de França, Balcãs, Suíça, Alemanha ocidental (Romero, 2013), Portugal, encontrando-se ainda no norte de África, Argélia e Japão (figura 3.2).



Figura 3.2. Distribuição de gorgulho-da-castanha, *Curculio elaphes* Gyll. (aptado de EPPO Global Database, 2020).

Hospedeiros

C. elephas ataca plantas do género *Castanea* (*C. sativa*), *Quercus* spp. e *Fagus* (Asan et al. 2017).

Impacto económico

O gorgulho-da-castanha, é considerada uma praga secundária, cujos prejuízos são mais baixo quando comparados com os prejuízos causados pela *C. splendana* e são resultantes da atividade trófica da larva, que vive e se alimenta durante o seu desenvolvimento, dentro dos frutos (Soria et al., 1995), causando uma diminuição na capacidade germinação da semente, tamanho e perda de peso e queda precoce de frutos.

A percentagem de ataque em castanha é geralmente baixa, na região de Trás-os-Montes, em 2018, os estragos provocados por *C. elephas* variaram entre 1% e 7% de castanha atacada (Santos et al. 2020). Em Espanha (Huelva e Málaga) observaram-se percentagens de estragos muito baixos, aproximadamente 1% (Rodríguez, 2002; Alanís, 2003).

Biologia

O ciclo de vida de *C. elephas* completa-se durante um ano, no entanto uma parte das larvas tem uma diapausa prolongada que pode ir no máximo até quatro anos (Mansilla et al., 2000). O gorgulho adulto emerge do solo em agosto e setembro, ocorrendo o acasalamento logo de seguida. As fêmeas colocam os ovos no interior da castanha, três a cinco dias após o acasalamento, de manhã ou ao final da tarde. Em média cada fêmea coloca 30 a 50 ovos, durante duas a três semanas, desfasadamente. As fêmeas para realizarem a postura, introduzem o rosto no ouriço, perfurando-o com o auxílio das mandíbulas, até encontrar o fruto, onde insere um ovo com o oviscapto. Geralmente cada fêmea coloca um ovo por fruto. No entanto, várias fêmeas podem efetuar a postura num mesmo fruto (figura 12), podendo assim um fruto ter vários ovos/larvas desta espécie (Serrano et al., 2001).

O período de incubação decorre num período de cerca de dez dias. As larvas desenvolvem e alimentam-se no interior do fruto, durante sensivelmente 40 dias. Entre outubro e novembro, as larvas do último instar saem do fruto através de um pequeno orifício feito no pericarpo, caem no solo e enterram-se a uma profundidade de 5 a 15 cm (Asan et al. 2017). Passam o inverno num pequeno habitáculo de terra comprimida (Serrano et al., 2001) e em meados de julho e agosto do ano seguinte pupam, alcançando o estado adulto passado duas semanas. Porém, uma fração desta população pode permanecer em diapausa até quatro anos (Jiménez et al., 2005). É no final da tarde, o período do dia que aprestam maior atividade. Nas horas mais quentes os adultos refugiam-se no solo, debaixo da folhagem ou ramos caídos.

O ciclo de vida desta praga é constituído por quatro estados de desenvolvimento diferentes: ovo, larva, pupa e adulto (figura 3.3).

o **Ovos:** são de forma oval, de cor branca e medem entre 0,4 a 0,5 mm de longitude. A fêmea introduz o ovo no interior dos frutos, escavando primeiro um orifício com a ajuda do seu rosto.

o **Larva**: são ápodas, de cor branca e com forma arqueada. Apresenta 4 estados larvares, e no final do 4 estado mede entre 7 a 12 mm de comprimento. Sai do fruto realizando orifícios circulares (cerca de 4 mm de diâmetro), um pouco maiores que os do bichado-da-castanha. Após sair do fruto enterra-se no solo construindo um compartimento onde passa o inverno.

o **Pupa**: são de cor branca e desenvolvem-se dentro do interior do compartimento onde passam o inverno.

o **Adulto**: mede entre 6 a 10 mm de longitude, tem forma oval e de cor amarelada. A sua principal característica é o seu rostro comprido.

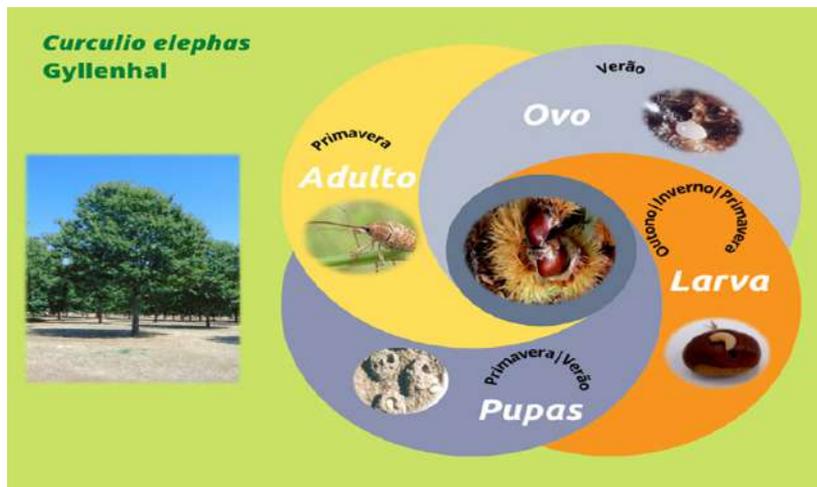


Figura 3.3.: Ciclo biológico do gorgulho-da-castanha, *Curculio elephas* Gyllenhal

Sintomatologia

O aspeto exterior da castanha atacada, numa fase inicial é idêntico ao da castanha sã, mas mais leve. Através de uma observação mais cuidada, pode-se identificar o orifício reduzido de entrada da larva. Com a abertura da castanha atacada é possível observar a galeria que a larva faz no fruto, com excrementos no interior (figura 3.4). Na castanha atacada também é possível ver o orifício de saída da larva, sendo este maior (cerca de 4 mm de diâmetro) que o orifício de entrada (figura 3.5).



Figura 3.4. Castanha onde é possível observar as galerias feitas pelas larvas de *Curculio elephas* Gyll. e cheias de excrementos, estando presente três larvas o que corresponde a postura de três fêmeas de gorgulhos.



Figura 3.5. Castanha com orifício de saída e respetiva larva de gorgulho-da-castanha, *Curculio elephas* Gyll.

Fatores de limitação natural

Apesar de ser reconhecida a importância dos parasitoides, predadores e organismos patogénicos, na limitação natural da praga, o seu uso em controlo biológico é quase inexistente. No entanto, foi identificado um fungo entomopatogénico, *Beauveria bassiana* em larva de gorgulho, tendo-se obtidos bons resultados em laboratório (Santoyo, 2005; Romero, 2013). Em Espanha é também reportada a ação de um parasitoide, *Schizoprymnus longiseta* Herrich-Schaffer, como inimigo natural de *C. elephas* (Fernández et al., 2004)

Monitorização, estimativa do risco e nível económico de ataque

A monitorização dos adultos, faz-se através da “Técnica das pancadas”, que consiste em abanar ramos de castanheiro para o interior de um saco entomológico (figura 3.6. A) ou através de armadilhas pitfall (figura 3.6) B) (Navarro, 2019). No entanto, estes métodos têm-se revelado pouco eficaz, pois a captura de indivíduos é muito reduzida, tornando-se desta forma, difícil a sua monitorização.



Figura 3.7: Técnica das pancadas (A) e armadilha pitfall (B) para captura do gorgulho adulto.

Meios de luta

O controlo de gorgulho é difícil dada a dificuldade de monitorização dos adultos e posturas, não sendo fácil determinar a melhor altura para aplicar meios diretos de luta. A altura dos castanheiros e o declive onde se localizam a maior parte dos soutos também são aspetos que dificultam o controle desta praga.

A aplicação de pesticidas na copa do castanheiro é extremamente difícil já que estes podem atingir altura de 20 a 25 m (García-García et al., 2016). Além disso, existe o risco ambiental, para os aplicadores, e biodiversidade (García-García et al., 2016).

Para que seja possível reduzir os níveis de população desta praga, em primeiro lugar deve-se optar pela luta cultural como: proceder á remoção ou destruição dos frutos atacados, que se encontram nos soutos; armazenar as castanhas em locais cimentados, para impedir que as pupas se enterrem no solo; efetuar mobilizações do solo pouco profundas (10-15 cm), durante a primavera para provocar a morte das pupas, devendo-se evitar a vizinhança do tronco da árvore quando existe o risco de presença de *Phytophthora*; através do pastoreio de gado ovino que consome as castanhas infestadas ou colocando redes de polietileno sobre o solo para evitar que as larvas se enterrem no solo (Mansilla et al., 2000).

Luta química: em Portugal em Portugal estão autorizadas as substâncias ativas deltametrina, clorantropilpropril e *Bacillus thuringiensis* subsp. *Kurstaki*, devendo ser aplicada entre fins de agosto e fins de setembro, altura em que decorre a postura da praga.

Bibliografia

Alanís, R. 2003. Análisis de la entomofauna asociada al castaño (*Castanea sativa*) en el valle del genal (Málaga). Trabajo Fin de Carrera. Universidad de Córdoba.

Asan, C.; Hazir, S.; Cimen, H.; Taylor, J.; Butt, T. & Karagoz, M. (2017). An innovative strategy for control of the chestnut weevil *Curculio elephas* (Coleoptera: Curculionidae) using *Metarhizium brunneum*. *Crop Protection*, 302: 147-153.

Bento, A., Pereira, S. & Pereira, J.A. (2007). Pragas associadas á castanha em Trás-os-Montes. II Congresso Ibérico do Castanheiro, 20 – 22 de junho de 2007, Vila Real, Portugal. 254-258p.

DGAV (2017). Direção Geral de Alimentação e Veterinária. Lista de produtos autorizados para usos menores.

Ebone, A., Terzuolo, P.G., Boni, I., Brenta, P., Palenzona, M. & Ferrara, A. M. (2020). Castagneti da Frutto in Piemonte pubblicazione realizzata nel 2020 nell'ambito della collana "Le guide selvicolturali" della Regione Piemonte.

Fernández, C. J.L.; Fernández, C. E. & Moreno, M. J. (2004). Parasitismo de *Schizoprymnus longiseti* (Hymenoptera, Braconidae) sobre *Curculio elephas* (Coleoptera, Curculionidae) en encinares de los Montes de Toledo, Ciudad Real (España) *Boletín de la SEA*, 35: 257-260.

García-García, C.R.; Parron, T.; Requena, M.; Alarcón, R.; Tsatsakis, A.M. & Hernández, A.F. (2016). Occupational pesticide exposure and adverse health effects at the clinical, hematological and biochemical level. *Life Sci.* 145, 274 e 283.

Jiménez, A.; Soria, F. J.; Villagran, M.; Ocete, M. E. (2005). Descripción del ciclo biológico de *Curculio elephas* Gyllenhal (1836) (Coleoptera: Curculionidae) en un encinar del sur de España. *Bol. San. Veg. Plagas*, 31: 353-363.

Karagoz, M.; Gulcu, B.; Hazir, S., & Kaya, H. K. (2009). Laboratory evaluation of Turkish entomopathogenic nematodes for suppression of the chestnut pests, *Curculio elephas* (Coleoptera: Curculionidae) and *Cydia splendana* (Lepidoptera: Tortricidae). *Biocontrol Science and Technology* Vol. 19, No. 7, August 2009, 755_768

Mansilla, J.P.; Pérez Otero, R.; Pintos, C.; Salinero, C. & Iglesias, C. (2000). Plagas y enfermedades del castaño en Galicia. Xunta de Galicia. Consellería de Agricultura, Ganadería e Política Agroalimentaria. Pontevedra.

Navarro, M. I. C. (2019). Diversidad genética y resistencia del castaño a factores bióticos y abióticos. Tesis Doctoral. Ingeniería Agraria, Alimentaria, Forestal y del Desarrollo Rural Sostenible por la Universidad de Córdoba y la Universidad de Sevilla.

Rodríguez A. J. (2002). Biología de los insectos perforadores de frutos del castaño e incidencias de los daños en el Parque Natural Sierra de Aracena y Picos de Aroche (Huelva). Proyecto fin de carrera. Universidad de Córdoba.

Romero, A. (2013). El control de los insectos carpófagos del castaño (*Castanea sativa*) en Andalucía mediante captura masiva con feromona sexual y evaluación de la actividad insecticida de hongos entomopatógenos. Tesis Doctoral. Departamento de Ciencias y Recursos Agrícolas y Forestales. Universidad de Córdoba.

Santos, A.; Marrão, R.; Bento, A. (2020). Pragas do Castanheiro e estratégias de control. Revista da Associação de Horticultura, nº 138.

Santoyo, E. (2005). Biología de los principales perforadores del fruto, *Cydia fagiglandana* (Lep., Tortricidae) y *Curculio elephas* (Col., Curculionidae) en encinares afectados por la Seca. Trabajo Fin de Carrera. Universidad de Córdoba.

Serrano, J.; Fernández, P.; Rodríguez, J.; Gutiérrez, F. & Martínez, P. (2001). El castaño: Manual y guía didáctico. IRMA, S.L. Instituto de Restauración y Medio Ambiente. 327 pp.

Soria, F.J.; Villagrán M.; Del Tió R. & Ocete, M.E. (1995). Incidencia de *Curculio elephas* (Gyllenhal) (Col.: Curculionidae) en alcornocales y encinares del parque natural Sierra Norte de Sevilla. Boletín de Sanidad Vegetal. Plagas, 21: 195-201.

EPPO Global Database (2020). <https://gd.eppo.int/taxon/DRYCKU> (Acedido a 30 de novembro de 2020).

II- PRAGAS DA NOGUEIRA

1- O bichado-da-fruta em noqueira

Autores: Silva, L.¹; Sousa, M.E.C.¹; Lobo Santos, A.² Marrão, R.² & Bento, A.¹

¹. Instituto Politécnico de Bragança/CIMO

². Centro Nacional de Competências dos Frutos Secos

Introdução

O bichado-da-fruta (figura 1.1), desde o primeiro registo em 1635 até à atualidade teve várias designações (*Phalaena aenana* Villers e *Carpocapsa putaminana* Staudinger, *Carpocapsa pomonella* L., *Laspeyresia pomonella* L.). Atualmente é conhecido por *Cydia pomonella* L.

Sistemática



Classe: Insecta

Ordem: Lepidóptera

Família: Tortricidae

Género: *Cydia*

Espécie: *Cydia pomonella* L.

Nome comum: bichado-da-fruta, bichado-da-macieira, bichado.

Figura 1.1. Adulto do bichado-da-fruta, *Cydia pomonella* L.

Distribuição geográfica

Originária do sudeste da Europa, atualmente o bichado-da-fruta, *C. pomonella* está presente em todos os continentes (figura 1.2) e é considerada uma das pragas mais devastadoras da cultura da macieira e pereira, maioritariamente situada próxima de 30° de latitude norte ou sul (Cmiss, 1998; Dorn et al., 1999), bem como da noqueira.

A dispersão da praga pelo mundo foi facilitada pelo transporte de frutas e embalagens infestadas (Kovaleski et al., 2012). Em Portugal foi referenciado há varias décadas e atualmente encontra-se presente em todo o país.



Figura 1.2. Distribuição geográfica do bichado-da-fruta, *Cydia pomonella* L.

Hospedeiros

O bichado-da-fruta, *C. pomonella* é uma praga polífaga que tem como principais hospedeiros a maçã, a pera, a noz, a ameixa entre outras espécies de *Prunus* (Barnes 1991, de Liñan 1998, Wearing et al., 2001). No caso das pomóideas (macieira e pereira) e da noqueira, o inseto é considerado praga-chave, dados os elevados prejuízos que causa (Kovaleski, 2004). Em Portugal, sobretudo nas pomóideas e na noqueira, obriga á realização de vários tratamentos fitossanitários que podem provocar desequilíbrios biológicos, especialmente pela eliminação de artrópodes auxiliares e pelo aumento populacional de espécies fitófagas, como os ácaros (Batalha et al., 2014).

Impacto económico

Os prejuízos causados pelo bichado-da-fruta, *C. pomonella* são, sobretudo de natureza quantitativa, em resultado da alimentação da lagarta do inseto. A presença do bichado-da-fruta provoca a queda prematura dos frutos e/ou a inviabilidade dos mesmos para comercialização. Se os frutos colhidos na fase final do ciclo de vida da lagarta seguirem para armazenamento com as larvas no seu interior ou apenas com as galerias já vazias constituem uma porta aberta a fungos, promovendo assim o apodrecimento dos frutos.

Em pomares de noqueira, se não forem tomadas medidas de proteção, os prejuízos podem alcançar entre 20 a 30% da produção (Assunção, 1998), sobretudo em cultivares de floração precoce.



Figura 1.3. Frutos atacados pelo bichado-da-fruta, *Cydia pomonella* L.

Biologia

O bichado-da-fruta, *C. pomonella*, caracteriza-se por ser um inseto holometábolo, sofrendo alterações durante seu ciclo de vida, especificamente ovo, lagarta, pupa e adulto (Moreda, 2013). Os adultos são borboletas de coloração acinzentada (figura 1.4-d), com cerca de 10 a 20 mm de comprimento, sendo o macho menor que a fêmea (Kovaleski, 2004). As asas anteriores têm uma coloração cinzenta-acastanhada e uma mancha oval castanha na extremidade (ACTA, 1977).

As asas posteriores são triangulares, de cor acastanhada, com reflexos dourados. O tórax está revestido de escamas acinzentadas, enquanto o abdômen tem uma coloração mais clara (López et al., 1992). Os ovos de *C. Pomonella* são de forma circular e aspeto granuloso (figura 1.4-a), com cerca de 1 mm diâmetro, a coloração pode variar ao longo do período de incubação, após a postura sua coloração é cinza-amarelado, com o passar do tempo adquire um tom alaranjado. As lagartas neonatas têm coloração esbranquiçada, com cor escura na cabeça, e com o passar do desenvolvimento, vão tornando-se amareladas até ficarem rosadas no final do desenvolvimento (figura 1.4-b), medindo cerca de 18 a 20 mm de comprimento (Moreda, 2013).



Figura 1.4. Estados de desenvolvimento do bichado-da-fruta, *Cydia pomonella* L.

As pupas medem aproximadamente 10 mm, tem coloração castanha (figura 1.4-c) e pode ser encontrada nas rugosidades da casca das árvores.

Os ovos do bichado-da-fruta, *C. pomonella* são arredondados e achatados. A cor pode variar ao longo do período de incubação. Após a postura sua coloração é cinza-amarelado (figura 1.4-a), com o passar do tempo adquire um tom alaranjado com uma auréola carmim e quando próximo à eclosão fica visível um ponto negro, a cabeça da lagarta. As posturas dos ovos acontecem de forma individual, raramente grupo de dois ou três ovos (Moreda, 2013).

Pode desenvolver de uma a três gerações anuais dependendo das condições climáticas da região (Pasqualini, 2015) (figura 1.5). Em Portugal, normalmente apresentam duas gerações, porém, em algumas regiões, pode desenvolver uma terceira geração.

A primeira geração ocorre entre meados de abril e início de junho. Após o acasalamento, as fêmeas efetuam a postura (cerca de 60 ovos/fêmea), depositando os ovos nas folhas situadas próximas dos jovens frutos. O período de incubação dos ovos pode durar de 7 a 15 dias de acordo com as condições climáticas (Cothn, 2011). Após a eclosão, as lagartas do inseto apresentam grande mobilidade, procurando ativamente um local para se alimentar. Quando encontram o fruto, a lagarta abre uma galeria, da qual se alimenta, até chegar às sementes. As sementes apresentam fonte de proteínas e gorduras, essencial para a praga concluir o seu desenvolvimento larval (Moreda, 2013).

No final do período de desenvolvimento, a lagarta abandona o fruto para pupar, nas rugosidades da casca das árvores. Esta fase demora entre 7 e 10 dias, altura que emergem as borboletas adultas (Moreda, 2013).

A segunda geração desenvolve-se entre meados de junho e setembro, depositando os ovos sobre o fruto durante a noite, principalmente nas partes mais expostas ao sol (Pasqualini, 2015). No decorrer das estações de outono e inverno, *C. pomonella* permanece em hibernação, na forma de pupa, abrigada em locais como cascas das árvores, instalações, armazéns e caixas de frutas (Coutinho, 2011). Na primavera seguinte, ocorre a eclosão das pupas, surgindo os adultos que darão início à primeira geração da praga.

Uma pequena parte da população de *C. pomonella* permanece em diapausa, em qualquer das gerações do inseto. A emergência dos adultos em diapausa só ocorrerá na próxima primavera, permitindo a continuidade da espécie.



Figura 1.5. Ciclo biológico do bichado-da-fruta, *Cydia pomonella* L. (adaptado de: SIR-Okanagan-Kootenay 2010).

Sintomatologia e Importância dos estragos

O sintoma da presença da praga é mais visível nos frutos, dado que os ovos nas folhas e frutos só são visíveis à lupa. Quando as lagartas penetram nos frutos, é visível um orifício arredondado de contorno escuro na parte superior da noz. Os frutos quando atacados ficam com excrementos no interior, em resultados da alimentação das lagartas, sendo um sinal característico da presença da praga. Os frutos atacados acabam por cair prematuramente no solo, os que não caem, perdem valor comercial (Coutinho, 2011).



Figura 1.6. Sintomas do ataque do bichado-da-fruta, *Cydia pomonella* L.

A importância da praga depende das condições climáticas da região e, sobretudo das cultivares de noqueira. Na região de Trás-os-Montes, nas cultivares tardias como Lara, Chandler e Franquette, o bichado-da-fruta apenas desenvolve uma geração (segunda geração), dado que o período de postura da primeira geração ocorre antes de existirem frutos desenvolvidos. Neste tipo de variedades, em geral, a importância do bichado-da-fruta é mais reduzida. Nas variedades autóctones ou cultivares precoces, o bichado-da-fruta desenvolve duas gerações e, se não forem tomadas medidas de proteção, os níveis de infestação podem atingir entre 20 a 30% da produção. De igual forma, em noqueiras com cultivares tardias, mas situados junto à pereira e macieiras, com deficiente proteção fitossanitária, a segunda e única geração do bichado-da-fruta que se desenvolve nas noqueiras, pode apresentar níveis de ataque elevados.

Fatores de limitação natural

Os fatores abióticos, especificamente temperatura, humidade relativa e precipitação, possuem importância decisiva na nocividade da praga. A temperatura base de desenvolvimento do inseto situa-se nos 10°C, sendo necessárias temperaturas superiores a essa para poderem ocorrer todos os estágios de desenvolvimento do inseto.

A oviposição ocorre normalmente no momento do por do sol, mas só se a temperatura for superior a 16°C, a humidade relativa superior a 60% e ausência de precipitação, o que na primeira geração nem sempre se verifica (Rodrigues, 2011).

Ovos, lagartas e pupas de *C. pomonella* apresentam ótimo desenvolvimento entre 28°C e 31°C de temperatura máxima, sendo os 40°C a temperatura limite a partir do qual se observam elevados índices de mortalidade (Fernández, 2012).

Howell e Neven (2000) constataram que temperaturas acima de 35°C em regime constante já são consideradas prejudiciais para lagartas de *C. pomonella*, elevando o nível de mortalidade.

O vento e a chuva dificultam os seus movimentos e atividade, nomeadamente o acasalamento e as posturas, podendo ocorrer a redução de atividade de voo e, como consequência redução do acasalamento e postura de ovos de *C. pomonella* na ocorrência de precipitação (DRAPC, 2011). A direção do vento e a sua intensidade são fatores que contribuem para a alteração do comportamento dos adultos de *C. pomonella* (Putman, 1963; Koch et al., 1997; Fernández, 2012).

Os inimigos naturais de *C. pomonella*, incluindo predadores e parasitoides, podem afetar diretamente as populações da praga (Mills, 2005). São conhecidas mais de 30 espécies de himenópteros parasitoides que tem como hospedeiro o bichado-da-fruta, pertencem às famílias: Trichogrammatidae, Braconidae, Ichneumonidae, Perilampidae, Chalcididae e Pteromalidae (Odendaal et al., 2015; Basheer et al., 2016).



Figura 1.7. Exemplares de parasitoides associados ao bichado-da-fruta, *Cydia Pomonella* L. (Fotos: Miñarro & Dapena, 2004).

Os predadores mais importantes associados a *C. pomonella* estão presentes nas ordens Araneae, Dermaptera, Opiliones, Hemiptera, Diptera, Hymenoptera, Neuroptera, da família Chrysopidae e Coleoptera (Mathews et al., 2004; Gadino et al., 2013). Esses predadores são generalistas e o seu potencial como agentes de controlo biológico foi reconhecido em vários agroecossistemas (Symondson et al., 2002).

Monitorização e estimativa do risco

No caso do bichado-da-fruta, *C. pomonella*, as normas de produção integrada recomendam o uso de uma armadilha tipo delta, com feromona sexual, para até quatro hectares e a observação visual de 1000 frutos, com o intuito de estimar a intensidade do ataque.



Figura 1.8. Armadilha tipo delta com feromona sexual para monitorização do bichado-da-fruta, *Cydia pomonella* L.

A partir dessa metodologia, devem ser tomadas medidas de controlo sempre que se verifiquem a captura semanal de dois a três adultos na armadilha tipo delta ou a confirmação de 0,5 a 1,0% de frutos atacados na observação visual (1000 frutos), sendo esse o nível económico de ataque, válido para as diferentes gerações do bichado-da-fruta (DRAPC, 2011).

Meios de luta

Os meios diretos de proteção, de maior importância, são a luta biológica, a luta biotécnica e a luta química seletiva, afetando o menos possível o ambiente e que permita a redução da praga a níveis aceitáveis.

Luta biológica:

O tratamento biológico com parasitoides oófagos do género *Trichogramma* é uma possibilidade que pode ser utilizada no controlo do bichado-da-fruta, *C. pomonella* (Hassan, 1989; Knight et al., 1997). Hassan (1989) realizou, na Europa, tratamentos inundativos de nove mil e doze mil parasitoides do género *Trichogramma* por planta, para o controle de *C. pomonella* em macieiras, reduzindo os prejuízos em 61,4% e em 72,8%, respetivamente.



Figura 1.9. Parasitoides oófago do género *Trichogramma* (Foto: Greenmethods, 2019).

A espécie *Mastrus ridibundus* Gravenhorst (Hymenoptera: Ichneumonidae) é um ectoparasitóide que ataca lagartas de lepidópteros que se escondem entre as cascas das árvores e tem como potencial agente de controlo biológico, sendo eficaz para *C. pomonella*, especificamente para as lagartas que sobrevivem às pulverizações de verão ou que se escondem nas cascas durante o outono, quando geralmente não ocorre o controlo da praga (Devotto et al., 2010).

Os bioinseticidas com microrganismos entomopatogénicos possuem alta especificidade e ausência de resistência por parte dos insetos alvos. O vírus da granulose de *C. pomonella*, homologada em Portugal contra o bichado-da-fruta, em nogueira, é altamente patogénico e virulento, levando à morte das lagartas de *C. pomonella*, não tendo impacto noutros organismos (Gróner, 1986) e contribuindo para a preservação dos predadores e parasitoides que eliminam as pragas secundárias dos pomares.

Huber & Dickler (1997) comparou a eficácia do vírus da granulose com inseticidas organofosforados, em pomares de macieira, tendo obtido redução nos prejuízos causados por *C. pomonella*, da mesma ordem de grandeza.

Outro bioinseticida usado como agente de controlo é o *Bacillus thuringiensis*, com resultados muito satisfatórios no controlo do bichado-da-fruta (Lacey & Shapiro-Ilan, 2003). Os bioinseticidas à base de *Bacillus thuringiensis*, ao contrário dos inseticidas de contato, necessitam ser ingeridos pelo inseto em quantidade significativa. Para isso, devem-se atender algumas questões, como momento de aplicação, o qual deve coincidir com os estágios iniciais das lagartas, visto que as lagartas dos últimos instares são mais tolerantes, obrigando a maior consumo de inseticida para ter eficácia.

Lua biotécnica:

A luta biotécnica, através da técnica da confusão sexual (figura 1.10), homologada em Portugal contra o bichado-da-fruta em nogueira, surge igualmente como uma alternativa viável de controlo. Este método de luta reduz gradualmente a população da praga, não deixa quaisquer resíduos sobre os frutos, não origina fenómenos de resistência e não perturba a fauna auxiliar, não contamina o ambiente e facilitando a proteção da cultura contra pragas secundárias como os ácaros (Thomson, 2001).

Para que o sucesso seja obtido, é preciso utilizar feromonas específicas de *C. pomonella* para que os machos não encontrem as fêmeas no pomar. Os difusores devem ser colocados no terço superior das árvores antes do início do voo da primeira geração, sempre que possível em local sombreado.

A eficácia da confusão sexual no controlo do bichado-da-fruta, *C. pomonella*, bem como as condições mais favoráveis para a sua utilização com sucesso são conhecidas, com resultados de controlo de *C. pomonella* comparáveis, por exemplo, com a eficiência de métodos químicos (Thomson et al., 2001). Na maioria das vezes, o método de confusão sexual apresenta resultados mais interessantes, por deixar intensidade de ataque de *C. pomonella*, abaixo do nível económico de ataque (1% de frutos atacados), permitido em pomares comerciais (Angeli et al., 2007).



Figura 1.10. Luta biotécnica contra o bichado-da-fruta, *Cydia pomonella* L., através da técnica da confusão sexual.

Trata-se de um meio eficaz, seletivo, não tóxico, de custo acessível e de fácil realização (Gut & Brunner, 1996; Patanita 2018). Este meio de luta está em franco crescimento na luta contra o bichado-da-fruta, em macieira e pereira, exemplo que deve ser seguido pelos produtores de noz, dada a eficácia e as inúmeras vantagens em termos ambientais.

Os reguladores de crescimento de insetos (RCI), usadas com a finalidade de afetar o desenvolvimento dos insetos, têm demonstrado eficácia elevada quando aplicados na altura correta (Charmillot, 1989). Causam distúrbios morfogénicos, sendo fatal na maioria das vezes, geralmente, os adultos sobreviventes mostram fecundação e fertilidade muito reduzidas (Bonnemaison, 1975; Schooneveld & Abdallah, 1975; Schmid et al., 1978). Em Portugal, encontra-se homologada contra o bichado-da-fruta, em nogueira, a substância ativa fenoxicarbe. Os repelentes de insetos como o caulino, têm mostrado eficiência na redução de populações de várias pragas. Esse tipo de produtos atua dificultando as posturas dos insetos e a sua alimentação devido ao revestimento branco de alta reflexão (Pasqualini et al., 2002). Após a aplicação do caulino, cria-se uma película sobre a planta que dificulta os movimentos dos artrópodes e a sua alimentação, à medida que eles se arrastam sob a superfície tratada, ocorre à redução da oviposição devido à modificação na estrutura da cutícula do fruto (Pasqualini et al., 2002). Esse composto possui partículas minerais que se tornam abrasivas no momento em que os insetos se movimentam na planta tratada, propiciando a dessecação dos mesmos devido à rotura da sua cutícula e consequentemente obstrução do seu sistema digestivo (Silva & Ramalho, 2013).



Figura 1.11. Nogueiras pulverizadas com caulino para combate ao bichado-da-fruta, *Cydia pomonella* L. e escaldão.

Luta química:

A luta química continua, ainda, a ser a principal opção para o combate ao bichado-da-fruta *C. pomonella*, para a maioria dos agricultores, apesar dos inconvenientes, como o aparecimento

de casos de resistência de *C. pomonella* a determinadas substâncias ativas serem frequentes, a toxicidade de algumas substâncias e a contaminação do ambiente. Entre elas encontram-se os inseticidas organofosforados, piretroides sintéticos, caracterizado por apresentar elevada toxicidade, baixa seletividade aos inimigos naturais e grande período de carência (Pluciennik, 2013).

O controlo químico realiza-se, normalmente após o pico de voo dos adultos em cada das gerações. Recomendam-se, no mínimo, três tratamentos químicos coincidentes com o período de postura das fêmeas/eclosão das primeiras lagartas neonatas, mas antes da perfuração dos frutos (Kovaleski, 2004).

Para o bichado-da-fruta, *C. pomonella*, na noqueira, estão autorizados deltametrina e clorantiraniliprol, cuja sua utilização deverá ser convenientemente ponderada, utilizando rotação de produtos químicos com diferentes modos de ação, para preservar a vida útil dos produtos permitindo o controlo das lagartas de forma eficaz por um longo período de tempo e até possíveis efeitos na população de insetos auxiliares, resíduos na produção, problemas de saúde e segurança para com os aplicadores de inseticidas (Sauer, 2017).

Agradecimento: aos técnicos da Arborea e Proruris, pela colaboração no trabalho de campo que permitiu a obtenção de dados para fundamentar o trabalho.

Bibliografia

ACTA - Contrôles périodiques en verger: pommier I: aperçu sur les ravageurs et les maladies. Paris: ACTA, 1977. 137 p.

Angeli, G., Anfora, G., Baldessari, M., Germinara, G. S., Rama, F., De Cristofaro, A., e Ioriatti, C. (2007). Mating disruption of codling moth *Cydia pomonella* with high densities of Ecodian sex pheromone dispensers. *Journal of applied entomology*, 131(5), 311-318.

Assunção, A. (1998). Pragas da noqueira – bichado da noz. DRAEDM, Divisão de Viticultura e Fruticultura, Ficha técnica, 66.

Barnes, M. M. (1991). Codling moth occurrence, host race formation, and damage, *Tortricid Pests: Their Biology, Natural Enemies and Control*, 313-327.

Basheer, A. M., Alhaj, S. I., & Asslan, L. H. (2016). Parasitoids on codling moth *Cydia pomonella* (Lepidoptera: Tortricidae) in apple and walnut orchards in Syria. *EPPO Bulletin*, 46(2), 295-297.

Bonnemaison, L. (1975). Les regulateurs de croissance d'insectes (RCI), mimiques de rhormone juvmlle, en tant que moyen de lutte morphogenetique et ovicide contre les tordeuses des vergers. *Phytiatrie-Phytopharmacie* 24, 205-220.

- Batalha, J. H., Caetano, M. F., Gonçalves, M. L., & Pinto, M. H. S. D. (2014). Pragas e Doenças da Macieira. Direção Geral de Agricultura da Beira Litoral.
- Cavaco, M. (2011). Normas técnicas para a produção integrada de pomoídeas. 2, 84.
- CODLING MOTH INFORMATION SUPPORT SYSTEM (CMISS), (1998). Bionomics of codling moth. Disponível em < <http://ipmnet.org/codling.moth/bionomics> >
- COTHN (2011). Bichado da fruta. Disponível em: <<https://infoagro.cothn.pt/portal/index.php?id=1288>. Acesso em: 22 set. 2019>.
- Coutinho, C. (2011). O bichado (*Cydia pomonella*) em pomóideas. Núcleo de Documentação e Relações Públicas, 4.
- Charmillot, P. J. (1989). Les régulateurs de croissance d'insectes (RCI), mimiques de l'hormone juvénile, en tant que moyen de lutte morphogénétique et ovicide contre les tordeuses des vergers. Kluwer Academic Publishers.
- De Liñán, C. (1998). Entomología Agroforestal. Agrotécnicas S.L., Madrid (Spain).
- Gadino, A.; Unruh, T. & Brunner, J. (2013). Codling moth: It's what's for dinner. Enhanced Biocontrol, 15(1), 14-16.
- Devotto L., Del Valle, C., Ceballos, R. & Gerding, M. (2010). Biology of *Mastrus ridibundus* (Gravenhorst), a potential biological control agent for areawide management of *Cydia pomonella* (Linnaeus) (Lepidoptera: Tortricidae). Journal of Applied Entomology, 134, 243-250.
- DRAPC (2011). Relatório de Atividades – Estação de Avisos da Guarda. Direção de Serviços de Agricultura e Pescas – Divisão da Protecção Qualidade Produção.
- Dorn, S., Schumacher, P., Abivardi, C. & Meyhöfer, R. (1999). Global and regional pest insect and their antagonists in orchards: spatial dynamics. Agric. Ecosyst., 73, 111-118
- Fernández, D. E. (2012). *Cydia pomonella* (L.) (Lepidoptera: Tortricidae). Aspectos de su taxonomía, comportamiento y monitoreo aplicados a programas de control en grandes áreas. Doctorado thesis, in ingeniería agronómica, department de producción vegetal y ciencia forestal, Universitat de Lleida. pp:195.
- Gróner, A. (1986). Especificidade e segurança de baculovírus. In: Granados, R. R. e Federici, B. A. (Eds.). A biologia dos baculovírus. Propriedades Biológicas e Biologia Molecular. Imprensa CRC, Boca Ratón, 1, 177-202.
- Gut, L. J. & Brunner, J. E. (1996). Implementing codling moth mating disruption in Washington

pome fruit orchard. Tree Fruit Research and Extension Center. Information Series. 1, 1-8.

Hassan, S. A. (1989). Selection of the Suitable Trichogramma Strains to control the worm of *Cydia pomonella* and the two summer fruit Tortrix moths *Adoxophyes Orana* *pandemis* *heparana* (Lep.: Tortricidae). *Entomophagy*, 34 (1), 19-27.

Huber, J. & Dickler, E. (1977). Coding moth granulation virus: its efficiency in the field compared to organophosphate insecticides. *Journal of Applied Entomology*, 70, 557-561.

Howell, J. F., e Neven, L. G. (2000). Physiological development time and zero development temperature of the codling moth (Lepidoptera: Tortricidae). *Environmental Entomology*, 29(4), 766-772.

Knight, A., Bloem, S., Judd, G., Cossentine, J., Bloem, K. A. & Calkins, C. (1997). Development of Multiple Tactics for Codling Moth Management. *Sociedade de Entomologia da América*.

Koch, U. T., Lueder, W., Clemenz, S., e Cichon, L. I. (1997). Pheromone measurements by field EAG [electroantennography] in apple orchards. *Bulletin OILB SROP (France)*.

Kovaleski, A. (2004) Maçã: Fitossanidade. Série Frutas do Brasil, 38. Embrapa Uva e Vinho, Bento Gonçalves, Embrapa Tecnologia, Brasília, Disponível em: <http://www.agencia.cnptia.embrapa.br/Repositorio/2PragasFitossanidade_000fid2fnni02wyiv80z4s473wwg47hf.pdf>.

Kovaleski, A., Carbonari, J. J. & Albuquerque, M. (2012). Pragas Introduzidas no Brasil, INSETOS E ACAROS: Traça-da-maçã, *Cydia pomonella* (L.). Piracicaba: FEALQ, 908.

Lacey, L. A., Unruh, T. R. & Headrick, H. L. (2003). Interactions of two idiobiont parasitoids (Hymenoptera: Ichneumonidae) of codling moth (Lepidoptera: Tortricidae) with the entomopathogenic nematode *Steinernema carpocapsae* (Rhabditida: Steinernematidae). *Journal of Invertebrate Pathology*, 83, 230 - 239.

López, J.G. de O., Torres, J.S., Marquilles, R.T. & Solosona, M.T. (1992). Peral : control integrado de plagas y enfermedades. Barcelona: Agro Latino.

Mathews, C. R., Bottrell, D. G., & Brown, M. W. (2004). Habitat manipulation of the apple orchard floor to increase ground-dwelling predators and predation of *Cydia pomonella* (L.) (Lepidoptera: Tortricidae). *Biological Control*, 30(2), 265-273.

Mills, N. (2005). Selecting effective parasitoids for biological control introductions: codling moth as a case study. *Biological Control*, 34, 274-282.

Moreda, E. (2013). *Cydia Pomonella* L.: o bichado da fruta. *Agrotec*, 7.

Odendaal, D., Addison, M. F., & Malan, A. P. (2015). Control of codling moth (*Cydia pomonella*) (Lepidoptera: Tortricidae) in South Africa with special emphasis on using entomopathogenic nematodes. *African Entomology*, 23(2), 259-274.

Pasqualini, E., Civolani, S., & Grappadelli, L.C. (2002). Particle film technology: Approach for a biorational control of *Cacopsylla pyri* (Rhynchota Psyllidae) in Northern Italy. *Bulletin of Insectology*, 55, 39-42.

Pasqualini, E. (2015). Bichado da fruta. Bayer agro. TV: Bayer. Disponível em: <<https://crops.cience.bayer.pt/internet/bayertv/video.asp?id=760>>.

Patanita, M. I. (2018). Luta biotécnica contra as principais pragas da noqueira. *Revista de Ciências Agrárias*, 30(1). Disponível em: <<http://www.scielo.mec.pt/pdf/rca/v30n1/v30n1a55.pdf>>.

Pluciennik, Z. (2013). The control of codling moth (*Cydia pomonella* L.) population using mating disruption method. *Journal of Horticultural Research*, 21(1), 65-70.

Putman, W. L. (1963). The codling moth, *Carpocapsa pomonella* (L.) (Lepidoptera: Tortricidae): a review with special reference to Ontario. In *Proceedings of the Entomological Society of Ontario*, 93, 22-60.

Rodrigues, R. (2011). Manual Bayfruta: A Fitossanidade das Pomóideas. Bayer Cropscience. DRAP Norte – Ficha Técnica.

Sauer, A. J. (2017). Novel types of resistance of codling moth to *Cydia pomonella* granulovirus. Doctoral dissertation, Fachbereich Biologie, Technischen Universität Darmstadt Technische Universität. p.130.

Silva, C.A.D. & Ramalho, F.S. (2013). Kaolin spraying protects cotton plants against damages by boll weevil *Anthonomus grandis* Boheman (Coleoptera: Curculionidae). *Journal of Pest Science*, 86, 563-569.

Schmid, A., Van Der Molen, J. P., Jucker, W., Baggiolini, M. & Antonin, Ph. (1978). The use of insect growth regulators, analogues of the juvenile hormone, against summer fruit tortrix moth, *Adoxophyes orana* and other pests. *Entomologia Experimentalis et Applicata*, 24, 65-82.

Schooneveld, H. & Abdallah, M. D. (1975). Effects of insect growth regulators with juvenile hormone activity on meta- morphosis, reproduction, and egg fertility of *Adoxophyes orana*. *Journal of Economic Entomology*, 68, 529- 533.

Symondson, W. O. C., Sunderland, K. D. & Greenstone, M. H. (2002). Can generalist predators be effective biocontrol agents? *Annual Review of Entomology*, 47, 561-594.

Thomson, D., Brunner, J. Gut, L., Judd, G. & Knight, A. (2001). Ten years implementing codling moth mating disruption in the orchards of Washington and British Columbia: Starting right and managing for success. IOBC/WPRS Bull, 24, 23-30.

Wearing, C. H., J. D. Hansen, C. Whyte, C. E. Miller, & J. Brown. (2001). The potential for spread of codling moth (Lepidoptera: Tortricidae) via commercial sweet cherry fruit: a critical review and risk assessment. Crop Prot, 20, 465-488.

III- PRAGAS DA AMENDOEIRA

1- Ácaros associados à amendoeira (aranhiço-amarelo e aranhão-vermelho)

Autores: Silva, L.¹; Sousa, M.E.C.¹, Lobo Santos, A.², Marrão, R.² & Bento, A.¹

¹ Instituto Politécnico de Bragança/CIMO

² Centro Nacional de Competências dos Frutos Secos

1.1 - Aranhão-amarelo

Introdução

O aranhão-amarelo, *Tetranychus urticae* (Koch) (figura 1.1) é uma praga de grande importância económica, assim como outras espécies da família *Tetranychidae* (Helle & Sabelis, 1985). Esta família apresenta ampla distribuição e o maior número de hospedeiros em todo o mundo, em especial em zonas quentes e secas (Mesa & Lennis, 1993).

Sistemática



Classe: Arachnida

Ordem: Trombidiformes

Família: Tetranychidae

Género: *Tetranychus*

Espécie: *Tetranychus urticae*

Nome comum: aranhão-amarelo e ácaros tetraniquídeos.

Figura 1.1. Adultos de aranhão-amarelo, *Tetranychus urticae* (Koch) (Foto: Rodrigues, 2018).

Distribuição geográfica

O aranhão-amarelo, *T. urticae*, provavelmente, é originário da Eurásia, devido à alta frequência de ocorrência e o grande número de plantas hospedeiras nas quais essa praga se desenvolve nessa região. Entende-se que *T. urticae* se tenha disseminado pela ação dos ventos, nas regiões temperadas do Hemisfério Norte, e pelo homem, através do transporte de plantas (figura 1.2) (Navajas, 2008). Efetivamente trata-se de uma espécie de distribuição cosmopolita e altamente polífaga, infestando plantas cultivadas e não cultivadas (Bolland et al., 1998; Migeon & Dorkeld, 2006). Devido aos sérios estragos e prejuízos causados a várias culturas agrícolas, em todo o mundo, é considerado um dos ácaros fitófagos mais importantes (Moraes & Flechtmann, 2008).



Figura 1.2. Distribuição geográfica de aranha-amarelo, *Tetranychus urticae* (Koch) (CABI, 2022).

Hospedeiros

Por ser uma praga polífaga, ou seja, alimentar-se de diversas espécies de plantas, e que ganha com facilidade resistência à maioria dos pesticidas químicos, constitui uma importante praga agrícola em culturas como macieira, culturas horticolas de ar livre e de estufa, plantas ornamentais, vinha, pessegueiro e amendoeira (Grbic et al., 2011).

Impacto económico

Devido ao tipo de alimentação do aranha-amarelo, nas folhas do amendoal, ocorre o esvaziamento celular, reduzindo a atividade fotossintética, alterando negativamente o teor de clorofila das folhas (Andrews and La Pré, 1979). Quanto o ataque é severo, as folhas ficam acastanhadas, frágeis e caem precocemente. O ataque severo em plantas jovens pode levar à morte da mesma, e em plantas adultas diminui o vigor, ocorrem quebras qualitativas e quantitativas de produção e consequentemente, reduz o crescimento, floração e a produtividade das árvores nos anos seguintes (Barnes e Andrews, 1978).



Figura 1.3. Folha infestada pelo aranha-amarelo, *Tetranychus urticae* (Koch).

Biologia

O adulto de *T. Urticae* possui coloração amarelo-esverdeada, dois pares de manchas escuras no dorso e é coberta por longas setas. Os machos adultos são menores que as fêmeas, com aproximadamente 0,25 mm de comprimento, com a extremidade do corpo pontiaguda, enquanto as fêmeas adultas medem 0,46 mm (Moraes & Flechtmann, 2008). As fêmeas adultas, na geração de verão, são amarelo-esverdeadas e na geração proveniente da diapausa são alaranjadas.

Os ovos apresentam um formato esférico, com cerca de 0,13 mm de diâmetro, globulares e translúcidos, tornando-se com o decorrer do desenvolvimento embrionário um pouco rosado. A postura ocorre diretamente nas folhas, próximo às nervuras ou sobre as teias que são tecidas pelos ácaros adultos (Moraes & Flechtmann, 2008). Cada fêmea oviposita, em média, 90-100 ovos durante um período de cerca de 30 dias, portanto o número de ácaros pode aumentar muito rapidamente durante o período mais quente, fim de primavera e verão.

A partir dos ovos eclode uma pequena larva, arredondada, esbranquiçada, com três pares de patas. Posteriormente, surgem as ninfas, esbranquiçadas, com manchas negras e possuem quatro pares de patas, sendo semelhantes ao adulto, mais claras e de menores dimensões (Santos et al., 2017). Formam enormes colônias no interior de densas teias, as quais têm por funções facilitar à locomoção, a migração, a postura e a quiescência dos ácaros, proteger o alimento, regular o microclima, delimitar a área de procura e encontro de parceiros, impedir a colônia de outras espécies e proteger o habitat dos condicionalismos bióticos e abióticos (Garcia-Mari et al., 1990; Carmona & Dias, 1996). A realização de postura nas teias fornece proteção aos ovos contra agentes desfavoráveis, principalmente dessecação e ação dos predadores (Gerson, 1985). Durante o período desfavorável, hibernam como fêmea na casca do tronco ou em plantas espontâneas, reiniciando as posturas novamente na primavera, podendo apresentar de 8 a 10 gerações anuais.

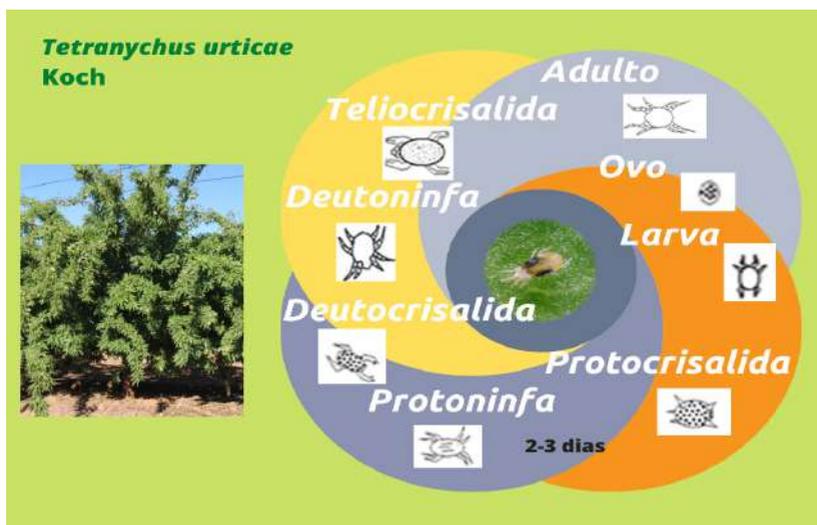


Figura 1.4. Ciclo biológico do aranha-amarelo, *Tetranychus urticae* (Koch). (Foto: Adaptado Martínez, 2011).

Sintomatologia e Importância dos estragos

A atividade alimentar da praga ocorre sobre as folhas, através da armadura bucal do tipo picador-sugador, das quais é extraído o conteúdo das células da epiderme, o que provoca a entrada de ar pelo orifício de perfuração. Os sintomas de ataque do aranha-amarelo são observados na face inferior das folhas desenvolvidas, apresentando manchas branco-prateadas e formando enormes colônias no interior de densas teias. Na face superior da folha aparecem áreas inicialmente cloróticas que passam a ser bronzeadas (Khan et al., 2009). Quando ocorrem fortes ataques, as folhas secam e caem, com consequente redução da atividade fotossintética e enfraquecimento geral das plantas, perda de vigor e quebras de produção, afetando ainda a floração do ano seguinte na produção (Gallo et al., 2002). Esta sintomatologia, provocada pela morte das células da epiderme, vai afetar a eficiência fotossintética e a transpiração da planta, provocando estragos ou prejuízos de difícil avaliação.



Figura 1.5. Folhas com sintomas de ataque de aranha-amarelo, *Tetranychus urticae* (Koch).

Fatores de limitação natural

O ciclo de vida da praga varia de acordo com o hospedeiro, temperatura, humidade e fotoperíodo. De entre os fatores de limitação natural que afetam o desenvolvimento da praga, a temperatura é sem dúvida o fator que tem mais expressão. Com temperatura à volta dos 25°C, o ciclo completo ocorre em cerca de 10 a 12 dias, enquanto, em temperaturas próximas de 30°C, com humidade relativa menor que 60%, o ciclo completo pode ocorrer em apenas sete dias (Bernardi et al., 2010). Temperaturas mais moderadas não permitem um ciclo de vida tão rápido, mas os indivíduos vivem mais tempo. No outono e inverno, quando as condições são desfavoráveis, temperaturas baixas hibernam, geralmente em fêmeas adultas.

Os ácaros contam com um complexo de predadores que contribuem para diminuir as suas populações. Entre eles os mais eficazes são os ácaros predadores da família Phytoseiidae, coccinélidos, crisopídeos, antocorídeos, entre outros. No caso dos ácaros predadores destaca-se a espécie *Phytoseiulus persimilis* Evans, *Typhlodromus pyi* e *Amblyseius californicus*. Em ataques severos do aranha-amarelo recomenda-se tratamento biológico para um combate mais eficaz visto que a espécie tem um intervalo de atuação bastante limitado (Górski & Eajfer, 2003). De entre os coccinélidos, as espécies *Stethorus punctillum* (Weise) e *Coccinella setempunctata* L. são importantes predadores de ácaros (Górski & Eajfer, 2003; Sirvi & Singh, 2014). Outros

predadores tais como larvas de crisopídeos, larvas de cecidomídeos, antocorídeos (*Orius* spp.), estafilínídeos integram a comunidade de inimigos naturais podendo exercer uma ação importante contra o aranhaço-amarelo.



Figura 1.6. *Phytoseiulus persimilis* Evans predando *Tetranychus urticae* (Koch). (Foto: Alchetron, 2022).

Monitorização e estimativa do risco

A monitorização das populações de aranhaço-amarelo deve ser efetuada semanalmente, entre junho a final de agosto. Nos períodos de stress hídrico (pomares de sequeiro), as observações devem ser mais frequentes, uma vez que a árvore fica mais suscetível ao ataque dos ácaros (Santos et. al., 2017). Em finais de agosto, os ácaros começam a migrar para fora das da copa da amendoeira e iniciam a hibernação.

A estimativa de risco deve ser realizada, em cada amendoeira, selecionando 50 árvores aleatoriamente e colhendo duas folhas em cada uma das plantas. É necessário examinar ambas as páginas das folhas à lupa e procurar a presença de adultos e ovos do aranhaço-amarelo. O nível económico de ataque atinge-se quando 50-60% das folhas estão ocupadas por aranhaço-amarelo (Santos et. al., 2017).



Figura 1.7. Folhas ocupadas por *Tetranychus urticae* (Koch).

Meios de luta

Os meios direito de proteção, de maior importância, são a luta biológica, a luta cultural e a luta química seletiva. No caso do último meio de luta devem ser escolhidos produtos que afetem o menos possível a fauna auxiliar, o ambiente e que permita a redução da praga para níveis aceitáveis.

Luta biológica

O auxílio da limitação natural é de grande importância na luta contra o aranhaço-amarelo, considerando a utilização de refúgios naturais e enrelvamento na linha, para a manutenção de insetos auxiliares, ocasionando a limitação natural da praga.

Na literatura, encontram-se importantes grupos de predadores para o controle do aranhaço-amarelo, *T. urticae*, entre os principais estão os ácaros predadores da família Phytoseiidae, como, por exemplo, as espécies *Phytoseiulus persimilis* Evans, *Phytoseiulus macropilis* (Banks, 1905) e *Neoseiulus californicus* (McGregor, 1954) (Ferla et al., 2007), os coccinelídeos *Sterthorus punctillum*, aracnídeos (*Pardosa* spp.), antocorídeos (*Anthocoris* sp. e *Orius* sp.), crisopídeos (*Chrysoperla* sp.), coniopterigídeos, hemerobídeos, mirídeos e larvas de sirfídeos.

O uso da luta biológica associada à luta química pode ser uma alternativa promissora. Alguns ácaros predadores resistentes a alguns pesticidas têm sido utilizados no combate ao *T. urticae* em alguns países como Estados Unidos, Austrália, África do Sul e Ucrânia, como o *Galendromus* (*Typhlodromus*) *occidentalis* (Nesbitt 1951) ou *Neoseiulus californicus* (McGregor 1954) (Acari: Phytoseiidae) (Pringle, 2001; Waite, 2001).

Segundo Iwassaki et al., 2009, o uso de ácaros predadores aliados à luta química foi eficiente para o controle do aranhaço-amarelo, reduzindo o número de aplicações de acaricidas (seis vezes menor na área de produção integrada), e o número de ácaros por folíolo também foi consideravelmente menor na mesma área.

Luta cultural

Para o sucesso do controle da praga, é necessário reduzir o nível de stress hídrico das plantas, fator que torna as plantas mais sensíveis aos ácaros. A gestão adequada do estado hídrico, através da rega, ou de outras técnicas de mitigação do stress hídrico, podem contribuir para a redução da praga. Outro aspeto importante é a gestão da fertilização, em especial os azotados, uma vez que o excesso de azoto na planta aumenta a disponibilidade de aminoácidos, aumentando a oferta de alimento para o aranhaço-amarelo. Por último, a gestão vegetação na qual a praga passa uma parte do ano e que são importantes para o desenvolvimento dos inimigos naturais.

Luta química

O controle do aranhaço-amarelo, em pomóideas, é realizado quase exclusivamente com o uso de acaricidas sintéticos (Watanabe et al., 1994; Sato et al., 2002). O uso intensivo do controle químico apresenta problemas como ineficiência, seleção de populações resistentes e a ressurgência da praga devido à eliminação dos inimigos naturais e nem sempre reduzindo as suas populações a níveis economicamente aceitáveis, podendo ser responsável por problemas relacionados com a contaminação ambiental (Sato et al., 2002).

Em Portugal, para controlo dos ácaros associados à amendoeira, apenas temos homologado óleo parafínico.

1.2 - Aranhaço-vermelho

Introdução

O aranhaço-vermelho, *Panonychus ulmi* (Koch) (figura 1.8) é um ácaro da família Tetranychidae, com grande importância económica. No caso do amendoal, é considerada uma praga secundária, embora possa desenvolver ataques graves em culturas que estejam em desequilíbrio biológico (Costa, 2006).

Sistemática



Classe: Arachnida

Ordem: Trombidiformes

Família: Tetranychidae

Género: *Panonychus*

Espécie: *Panonychus ulmi*

Nome comum: aranhaço-vermelho, aranha-vermelha, ácaro-vermelho.

Figura 1.8. Adultos de aranhaço-vermelho, *Panonychus ulmi* (Koch) (Foto: Alchetron, 2022).

Distribuição geográfica

O aranhaço-vermelho, *P. ulmi* é uma espécie polífaga, originária da Europa e encontra-se amplamente distribuída em todos os continentes (figura 1.9). O seu curto ciclo de vida aliado a um elevado potencial reprodutivo são os principais fatores que têm contribuído para a sua grande dispersão nas culturas (Rodrigues, 2005).



Figura 1.9. Distribuição geográfica do aranha-vermelho, *Panonychus ulmi* (Koch) (CABI, 2022).

Hospedeiros

O aranha-vermelho tem uma distribuição cosmopolita e uma gama de hospedeiros muito amplos, tendo como hospedeiros preferenciais, espécies de fruteiras como macieiras, pereiras, pessegueiro, também o amendoal e até algumas hortícolas como o feijoeiro e o tomateiro (Rodrigues, 2012; Costa, 2006).

Impacto económico

O aranha-vermelho, *P. ulmi* tem grande importância económica devido aos prejuízos elevados que pode causar (Jeppson et al., 1975), devido ao método de alimentação da praga, que perfuram as células das folhas com os seus estiletes e o conteúdo celular é exsudado devido à pressão de turgescência. Nos locais onde se alimentam, formam-se pontos cloróticos e necróticos regulares, que ao se aglutinarem, dão origem a áreas cloróticas denominadas como bronzeamento das folhas. Populações elevadas deste ácaro levam ao bronzeamento e à queda prematura das folhas e à produção de frutos pequenos e com coloração alterada (Sobreiro, 1993).



Figura 1.10. Folhas com sintomas de ataques do aranha-vermelho, *Panonychus ulmi* (Koch).

Biologia

No decorrer do seu ciclo de vida, o aranhaço-vermelho passa por cinco estádios de desenvolvimento (ovo, larva, protoninfa, deutoninfa e adulto) desenvolvendo várias gerações anuais (Rodrigues, 2012).

A primeira geração anual do ciclo do aranhaço-vermelho tem origem nos ovos de inverno, após a eclosão, ocorre à migração para as novas folhas, no início da primavera, dependendo da região podendo ser estendido até meados de Junho. No final da primavera e no verão as posturas dos ovos é feita na página inferior das folhas, ao longo das nervuras principais e secundárias, sendo aí que a população do aranhaço-vermelho permanece durante o esse período, desenvolvendo um número de gerações variável de região para região, consoante às condições climáticas, podendo ter de 6 a 10 gerações. A eclosão dos ovos de verão acarreta em rápido aumento dos níveis populacionais do ácaro, podendo chegar a níveis prejudiciais na cultura (Neves, 2000.). Os ovos são vermelhos, esféricos, com um pêlo na parte superior, aparentando pequenas cebolas. Após a eclosão as primeiras larvas são verdes, e à medida que se alimentam, tornam-se vermelhas, com três pares de patas, comprimento de 0,3 mm a 0,4 mm, forma esférica e sem pêlos dorsais. As ninfas têm quatro pares de patas e pêlos dorsais mais ou menos desenvolvidos. A protoninfa é esférica, semelhante à larva, enquanto a deutoninfa apresenta forma mais larga e tamanho superior, na qual crescem e sofrem mudas sucessivas até chegarem ao estado adulto. É possível a identificação dos dois sexos, uma vez que os adultos apresentarem dimorfismo sexual. As fêmeas têm a coloração vermelha escura com 0,6 mm a 0,8 mm de comprimento e 0,25 mm de largura. Os machos apresentam a coloração amarela rosada à vermelha clara, com o corpo de forma piriforme, menor e estreito do que as fêmeas, com o gnatossoma mais alongado e patas mais compridas. Em ambos os sexos é característico a aparição de filas de pêlos esbranquiçados sobre o corpo dos adultos. O aranhaço-vermelho hiberna no estado de ovo, na base dos gomos, ramos, fendas ou feridas na casca do tronco. A duração do seu ciclo de vida pode variar de acordo com as condições ambientais, podendo demorar de 15 a 35 dias (COTHN, 2010).



Figura 1.11. Ciclo biológico do aranhaço-vermelho, *Panonychus ulmi* (Koch).

Sintomatologia e Importância dos estragos

O aranhaço-vermelho ao introduzir o seu estilete na folha remove o conteúdo das células do parênquima foliar do hospedeiro provocando-lhe o esvaziamento através dos orifícios de perfuração das células, dando-se então a entrada de ar (Sobreiro, 1993). Dessa maneira ocorre a redução da atividade fotossintética, aumentando a transpiração e perda da coloração esverdeada das folhas, adquirindo um tom prateado inicialmente, acabando com a tonalidade bronzeada característica (Sobreiro, 1993). Pode ocorrer a queda prematura das folhas, ou permanecem secas e quebradiças na planta, afetando o calibre do fruto. O ataque acarreta um deficiente armazenamento nutritivo, que tem como consequência uma diminuição do vigor da planta e da produção dos anos seguintes, em termos qualitativos e quantitativos, devido à diminuição do número de flores do ano ou dos anos seguintes (Sobreiro, 1993).



Figura 1.12. Ovos do aranhaço-vermelho, *Panonychus ulmi* (Koch).

Fatores de limitação natural

De entre os fatores de limitação natural que afetam o desenvolvimento da praga a temperatura e humidade é sem dúvida os fatores que tem maior expressão. Temperaturas abaixo de 8°C ou acima de 35°C impedem o desenvolvimento do aranhaço-vermelho, o mesmo acontece com teores de humidade relativa abaixo dos 60% (Costa, 2006). Outro fator limitante é a ocorrência de fortes chuvas acompanhadas de baixa temperatura. A temperatura é o maior regulador das eclosões e da duração do período de incubação, situando-se as temperaturas ideais para o desenvolvimento do aranhaço-vermelho entre 25°C a 30°C, associadas a tempo seco (Rodrigues, 2012). Com temperaturas na ordem dos 24°C podem completar uma geração em apenas 20 dias, mas com temperaturas na ordem dos 13°C o ciclo biológico tem a duração de 70 dias (Costa - Comelles, 1988).

Outro importante fator de limitação é a presença de auxiliares. Elevados níveis populacionais de ácaros e insetos predadores da praga, sobretudo as dos ácaros fitoseídeos são capazes de manter o controlo da população de aranhaço-vermelho dentro de níveis aceitáveis.



Figura 1.13. Ácaro predador do aranhaço-vermelho, *Zetzellia mali* Ewing (Foto: Pelegrin, 2009).

Monitorização e estimativa do risco

A estimativa do risco do aranhaço-vermelho baseia-se na observação visual da sua presença sobre a planta, deve-se fazer a monitorização dos amendoais uma vez por semana ao longo do período de produção começando quando ocorre o intumescimento dos gomos.

A estimativa de risco deve ser feita através da seleção de 50 árvores em cada amendoal, colhendo duas folhas de forma aleatória em cada uma das árvores. Logo após, examinar ambos os lados das folhas à lupa, procurando adultos e ovos. O nível económico de ataque atinge-se quando 50-60% das folhas estão ocupadas por aranhaços (Santos et. al., 2017).



Figura 1.14. Folhas de amendoeira com presença do aranhaço-vermelho.

Meios de luta

Para o combate do aranhaço-vermelho, é possível a utilização de três estratégias de luta, sendo a luta biológica, a luta cultural e a luta química.

Luta Biológica

O controlo biológico consiste, essencialmente, na limitação natural da praga através da presença de parasitoides e predadores do aranhaço-vermelho.

De entre os predadores, destacam-se os ácaros fitoseídeos, em especial os *Typhlodromus* spp.,

alimentando-se preferencialmente do aranhaço-vermelho, sendo por este motivo considerado um dos mais importantes predadores da praga, responsáveis por manter as suas populações abaixo de níveis económicos de ataque (Ferreira, 1992). Porém, existem diversos auxiliares como os ácaros estigmateídeos (*Zetzellia mali* Ewing), crisopídeos (*Chrysopa* sp., *Chrysoperla carnea* Stephens), hemeróbídeos, coniopterígídeos, antocorídeos (*Anthocoris* sp. e *Orius* sp.), mirídeos (*Malacocoris* sp., *Deracocoris* sp.), coccinelídeos (*Stethorus puctillum* Weise) e larvas de sirfídeos.

Luta cultural

Para a eficácia do controle da praga, devem ser evitados desequilíbrios hídricos, reduzindo, na medida do possível, o nível de stress hídrico, fator que torna as plantas mais sensíveis aos ácaros. A gestão do uso de fertilizantes, em especial os azotados, é de grande importância, uma vez que o excesso de azoto na planta aumenta a disponibilidade de aminoácidos, acrescentando a oferta de alimento para o aranhaço-vermelho.

Luta química

A utilização de produtos químicos contra o aranhaço-vermelho só deve ser realizada quando a estimativa de risco e o nível económico de ataque forem atingidos. Em Portugal, para controlo dos ácaros associados à amendoeira, apenas temos homologado óleo parafínico.

Agradecimento: aos técnicos da CAAF, LCN, COAMÉNDIA E CAPB, pela colaboração no trabalho de campo que permitiu a obtenção de dados para fundamentar o trabalho.

Bibliografia

- Andrews, K.L. and La Pré, L.F. 1989. Effects of Pacific spider mite on physiological processes of almond foliage. *Journal of Economic Entomology* 72, 651–654.
- Barnes, M.M. and Andrews, K.L. 1978. The effects of spider mites on almond tree growth and productivity. *Journal of Economic Entomology* 71, 555–558.
- Bolland, H. R., Gutierrez, J. & Flechtman, C. H. W. 1998. World catalogue of the spider mite family (Acari: Tetranychidae), with references to taxonomy, synonymy, host plants and distribution. Leyden, The Netherlands: Brill Academic Publishers. (392p).
- CABI. (2022). <https://www.cabi.org/isc/>
- Carmona, M. M. & Dias, J. C. S. 1996. Fundamentos de Acarologia Agrícola. Ed. Fund. Calouste Gulbenkian, Lisboa, 424 p.
- Costa, J. P. N. 2006. O ARANHAÇO-VERMELHO em Proteção Integrada da Vinha (107th ed.). DRAEDM.
- Costa-Comelles, J. 1988. Causas del aumento de puesta invernales de *Panonychus ulmi* (Koch)

por aplicação de deltametrina em Verano. I.T.E.A. 7 : 41-53.

COTHN (2010). Protecção de Culturas. InfoAgro. Retrieved March 8, 2022, from <https://infoagro.cothn.pt/portal/index.php?id=2276>.

Ferla, N. J.; Marchetti, M. M.; Gonçalves, D. 2007. Ácaros predadores (Acari) associados à cultura do morango (*Fragaria* sp., Rosaceae) e plantas próximas no Estado do Rio Grande do Sul. Biota Neotropica, Campinas, v. 7, n. 2, p. 1-8.

Ferreira, M.A. 1992. Ácaros fitoseídeos. Rev. Ciênc. Agrár. 15 (1-2): 87-96.

Garcia-Mari, F., Perez, F. F., Costa-Comelles, J., Laborda, R., Moreno, C. M., Soto, T. (1990). Acarologia agrícola. Dep.Prod. Veg. Uni. Polit. Valencia, Serv. Publ. 282 p.

Gerson, U. Webbing. In: Helle, W.; Sabelis, M.W. 1985. Spider mites. Their biology, natural enemies and control. Amsterdam: Elsevier, 1985. v.1A, cap.1.4.1.p.223-232.

Górski, R. e Eajfer, B. 2003. Control of red spider mite on indoor crops using the ladybird *Stethorus punctillum*. Ochrona Roslin, 47:10- 11.

Grbic M, Van Leeuwen T, Clark RM, Rombauts S, Rouze P, Grbic V, et al. 2011. The genome of *Tetranychus urticae* reveals herbivorous pest adaptations. Nature 2011;479:487 92.

Helle & M. W. Sabelis (Eds.) Spider mites: their biology, natural enemies and control. World Crop Pests, v. 1B, cap. 3.4 (pp. 405-421). Amsterdam, The Netherlands: Elsevier Science Publisher.

Iwassaki, L. A., Sato, M. E., Poletti, M., & Calegario, F. F. 2009. Estratégias de controle do ácaro rajado (*Tetranychus urticae* Koch): Comparação entre sistemas de produção convencional e produção integrada de morango (PIMo). EMBRAPA.

Jeppson, L. R.; Keifer, H. H. & Baker, E. W. 1975. Mites injurious to economic plants. University of California Press, Berkeley, 614p.

Khan, I.; Khalil, S.K.; Fazal-i-Wahid; Khattak, S.U.K. e Saeed, A. 2009. Efficacy of mitocidas against two-spotted spider mite, *Tetranychus urticae*, infesting three almond varieties. Pakistan Journal of Zoology. 41, 445 – 453.

Mesa, N. & Lenis, J. I. 1993. Bases fundamentales para investigación sobre los ácaros y sus enemigos naturales en el Ecuador. Doc. De trabajo n° 126, Centro Internacional de Agricultura Tropical, Colombia.

Migeon, A. & Franck Dorkeld. 2006. Spider Mites Web: a comprehensive database for the Tetranychidae.

- Moraes, G.J.; Flechtmann, C.H.W. 2008. Manual de Acarologia – Acarologia Básica e Ácaros de Plantas Cultivadas no Brasil. Ribeirão Preto: Holos, 2008. 308p.
- Navajas, M. & Roderick, G. K. 2008. Molecular diagnosis. In J. L. Capinera (Ed.) Encyclopedia of Entomology (p. 191-196). Dordrecht, The Nederland: Springer.
- Neves M. 2000. Pragas e Doenças da Vinha. Direcção Regional da Beira Litoral. Coimbra.
- Pringle, K. L. 2001. Biological Control of Tetranychid mites in South African. In R. B. Halliday, D. E. Walter, H. C. Proctor, R. A. Norton & M. J. Colloff (Eds) Acarology Proceedings of the 10 International Congress. Melbourne, Australia, July 5-10, 2001. (p. 429-431). CSIRO Publishing.
- Rodrigues R. 2012. Pragas Principais da Videira. In: Pereira A.N., Rego C., Oliveira H., Portugal J., Sofia J., Bugaret Y., Vidal R. e Rodrigues R. 2012. Manual Bayvitis: A fitossanidade da videira. Ed. Bayer CropScience. Lisboa.
- Sónia A. P. Santos, Albino Bento, José Alberto Pereira 2017. Pragas (p. 322- 364) in Amendoeira: Estado da Produção. CNCFS.
- Rodrigues., J. R. O. 2005. Os ácaros fitoseídeos na limitação natural do aranhaço-vermelho em fruteiras e vinha (citado Rodrigues, 2005) (Ed). O aranhaço-vermelho *Panonychus ulmi* (Koch) (Acari: Tetranychidae): 9-38. Instituto Politécnico de Viana do Castelo. Escola Superior Agrária de Ponte de Lima . Portugal.
- Sato, M.E.; Silva, M. da; Gonçalves, L.R.; Souza Filho, M.F. de; Raga, A. 2002. Toxicidade diferencial de agroquímicos a *Neoseiulus californicus* (McGregor) (Acari: Phytoseiidae) e *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae) em morangueiro. Neotropical Entomology, v.31, n.3, p.449-456.
- Sirvi, S.L. e Singh, R.N. 2014. Biology and predation potential of *Coccinella septempunctata* L. against *Tetranychus urticae* (Koch). Indian Journal of Entomology. 76, 25-28.
- Sobreiro, J. B. 1993. O combate aos ácaros da macieira e pereira na perspectiva da protecção integrada. Simp. Prot. Integ. Macieira e Pereira, Lisboa, Dezembro (1991). Revista de Ciências Agrárias.,16 (1,2,3): 49-62.
- Waite, G. K. 2001. Managing spider mites in field-grows strawberries using *Phytoseiulus persimilis* and “pest-in-first” technich. In R. B. Halliday, D. E. Walter, H. C. Proctor, R. A. Norton, M. J. Colloff (Eds). Acarology Proceedings of the 10 International Congress. Melbourne, Australia, July 5-10, 2001. (p. 381-383). CSIRO Publishing.

Watanabe, M. A.; Moraes, G. J. de; Gastaldo Jr., I.; Nicolella, G. 1994. Controle biológico do ácaro-rajado com ácaros predadores fitoseídeos (Acari: Tetranychidae, Phytoseiidae) em culturas de pepino e morango. *Scientia Agricola*, Piracicaba, v. 51, n.1, p. 75-81

2- A cigarrinha-verde em amendoeira

Autores: Silva, L.¹; Sousa, M.E.C.¹; Lobo Santos, A.², Marrão, R.² & Bento, A.¹

¹ Instituto Politécnico de Bragança/CIMO

² Centro Nacional de Competências dos Frutos Secos

Introdução

A cigarrinha-verde, *Asymmetrasca decedens* (Paoli) (figura 2.1), é uma espécie altamente polífaga, também conhecida por *Empoasca decedens* (Paoli), sendo registrada pela primeira vez em Portugal Continental em 2013.

Sistemática



Classe: Insecta

Ordem: Hemiptera

Família: Cicadellidae

Gênero: *Asymmetrasca*

Espécie: *Asymmetrasca decedens*

Nome comum: cigarrinha-verde e cigarrinha.

Figura 2.1. Adultos de cigarrinha-verde, *Asymmetrasca decedens* (Paoli) (Foto: Guerreiro, 2020).

Distribuição geográfica

A cigarrinha-verde, *A. decedens*, é um inseto disseminado em todos os países do Mediterrâneo, com presença igualmente na Ásia, Índia, Alemanha, Iraque, Líbia, Geórgia, Eslováquia, Montenegro, Suíça, Irão, Paquistão, China, Coreia do Norte, República da Coreia, Índia e Portugal (Ilha da Madeira) (Figura 2). Foi reportada a sua presença em Espanha (Alvarado et al., 1994), Turquia (Başpinar, 1994), Eslovénia (Holzinger & Seljak, 2001), Tunísia (Chaieb et al., 2011), Líbano (Dakhil et al., 2011) e, mais recentemente, em Portugal Continental (Coutinho et al., 2015).



Figura 2.2. Distribuição geográfica cigarrinha-verde, *Asymmetrasca decedens* (Paoli).

Hospedeiros

Este inseto é uma praga polífaga que vive em diferentes plantas arbóreas como citrinos, amendoeira, pessegueiro, videira, em plantas herbáceas como morangueiro, feijoeiro, beringela, beterraba, tomateiro, batateira, algodoeiro e também em plantas espontâneas (Jacas et al., 1997).

Impacto económico

Contrariamente a outros cicadelídeos que se alimentam do floema das plantas, os adultos e ninfas de *A. decedens* possuem armadura bucal de menores dimensões, o que os restringe a alimentarem-se dos líquidos intracelulares das células do parênquima (Chaieb et al., 2011). No entanto, tanto os adultos como as ninfas de *A. decedens* sugam o conteúdo do floema nas nervuras inferiores das folhas, principalmente na zona apical destas, preferindo a parte inferior da planta (Alvarado et al., 1994; Gencsoylu, 2007). Este mecanismo de alimentação permite-lhe entrar em contacto com agentes fitopatogénicos, sendo esta cigarrinha um potencial vetor de fitoplasmas que podem ser altamente prejudiciais às culturas (Başpinar et al., 2013). As folhas enrolam e caem prematuramente, ocorre um crescimento fora de época e uma descoloração do floema, os ramos morrem e as árvores declinam em poucos anos (Marcone et al., 2014). Os efeitos são sempre mais devastadores em plantas mais jovens, pois estas tornam-se significativamente mais fracas e muitas vezes morrem. Os estragos causados pela cigarrinha-verde, levam à diminuição do rendimento e da produção e, portanto, podem causar perdas económicas (Freitas & Aguium-Pombo, 2006).



Figura 2.3. Folhas atacadas pela cigarrinha-verde, *Asymmetrasca decedens* (Paoli).

Biologia

A cigarrinha-verde, *A. decedens* possui um ciclo hemimetabólico, constituído por três estados: ovo, ninfa e adulto (Başpinar et al., 2013), podendo ter de 3 a 5 gerações anuais, dependendo da região (Coutinho et al., 2015). A hibernação ocorre na forma de adulto, geralmente a praga refugia-se em plantas perenes e vegetação espontânea. Quando as condições climáticas se tornam favoráveis, geralmente no início da Primavera, a cigarrinha-verde, *A. decedens* desloca-se para plantas hospedeiras como a amendoeira, dando início a sua atividade (Alvarado et al., 1994; Alvarado et al., 2004; Jacas et al., 1997). As fêmeas colocam os ovos nas nervuras e

pecíolos das folhas, surgindo as ninfas após cerca de duas semanas. A principal diferença entre a fase ninfal e a fase adulta é a ausência de asas. O desenvolvimento das ninfas demora cerca de cinco semanas, período em que se alimentam das folhas da amendoeira. As ninfas passam por cinco instares antes de atingirem a fase adulta (Alvarado et al., 1994; Jacas et al., 1997). As ninfas movem-se pouco nas folhas, normalmente apenas quando são incomodadas. Os adultos são muito mais ativos. Apesar de ser capaz de voar, dado possuírem dois pares de asas membranosas, a sua principal forma de movimento é saltitante, devido às suas patas traseiras (Ossianni, 1978; Jacas et al., 1997). Os adultos são caracterizados por uma coloração esverdeada a amarelada, corpo estreito e esguio, com o comprimento variando de 3 a 3,5 mm, embora as fêmeas tenham, geralmente, maiores dimensões quando comparado com os machos (Al-Asady, 2002; Coutinho et al., 2015; Pastore et al., 2004).

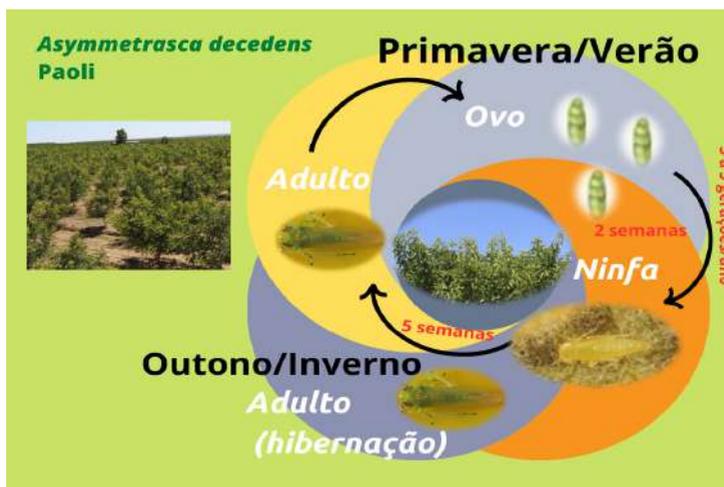


Figura 2.4. Ciclo biológico da cigarrinha-verde, *Asymmetrasca decedens* (Paoli).

Sintomatologia e Importância dos estragos

A atividade de alimentação da cigarrinha-verde, *A. decedens* leva a alterações nos tecidos vegetais, ocasionando o enrolamento ou aparência de queimada na folha, começando a amarelar a partir do ápice até à base das folhas, secando e caindo prematuramente (Alvarado et al., 1994; Torres et al., 1998; Chaieb et al., 2011).

A cigarrinha-verde alimenta-se, principalmente, dos tecidos jovens e tenros, originando fortes distorções nas folhas, o que pode levar a uma paragem no desenvolvimento da árvore, sobretudo em plantas em viveiros e árvores em formação (Alvarado et al., 1994; Chaieb et al., 2011).

Além dos estragos causados diretamente devido ao meio de alimentação, a cigarrinha-verde também é um potencial vetor de fitoplasmas, resultando em grandes perdas de qualidade e quantidade em termos de produção (Başpinar et al., 2013). Os fitoplasmas são bactérias desprovidas de parede celular com uma membrana única tornando-se parasita obrigatório de plantas, invadem as células do floema e são transmitidos através de insetos especialistas

nesse tecido (Weintraub & Beanland, 2006). A cigarrinha-verde, *A. Decedens* pode ser vetor do fitoplasma 'Candidatus Phytoplasma phoenicium' causador do Almond Witches' Broom em amendoeiras, com sucedeu no Líbano (Dakhil et al., 2011).

Quando infetadas com o fitoplasma 'Candidatus Phytoplasma phoenicium', as amendoeiras apresentam sintomas como a proliferação anormal dos ramos laterais no tronco e raízes principais, atribuindo o aspeto de vassoura de bruxa. Também é responsável por floração precoce, crescimento atrofiado e fora da época, folhas amareladas e pequenas, ausência de produção de frutos ou frutos deformados com produção reduzida (Abou-Jawdah et al., 2003).

Fatores de limitação natural

Muitos fatores influenciam a distribuição, expansão e densidade populacional desta praga, principalmente condições climáticas, como temperatura, fotoperíodo e precipitação.

A variabilidade regional observada no número de gerações anuais depende essencialmente das condições climáticas que também afetam o período de ocorrência dos diferentes estados, sendo o principal a temperatura (Torres et al., 2002). Para completar seu desenvolvimento a temperatura pode variar entre 12°C e 27°C, porém um desenvolvimento mais rápido é observado quando exposto a temperaturas mais altas (Torres et al. 2002).

Apesar de apresentar condições preferenciais a cigarrinha-verde demonstrou capacidade de adaptação considerável, pois é capaz de colonizar novas regiões com sucesso expandindo sua gama de hospedeiros vegetais (Freitas & Aguiar-Pombo, 2006).

Existem diversas espécies de insetos que são utilizadas no controlo natural da praga, como os coccinelídeos, crisopídeos e parasitóides. Contudo, estes apenas são possíveis agentes de controlo biológico de *A. decedens*, uma vez que não se conhecem ao certo os inimigos naturais desta praga. Na literatura, para a cigarrinha-verde, *A. decedens* apenas foi relatado nas ninfas, o ectoparasita *Erythraeus ankaraicus* Saboori, Cobanoglu & Bayram (Acari: Erythraeidae) em culturas de algodoeiro na Turquia (Gencsoylu, 2007).



Figura 2.5. Ectoparasita *Erythraeus* sp (Foto: Murray, 2017).

Monitorização e estimativa do risco

A cigarrinha-verde pode ser monitorada através de uma ampla gama de diferentes armadilhas e técnicas de amostragem que monitorizam a presença da praga, podendo ser eficaz para estimar a dinâmica populacional e a oportunidade da luta a usar (Kersting et al., 1997).

A técnica de amostragem comumente utilizada para cigarrinhas é o uso de armadilhas cromotópicas amarelas.

O controlo é especialmente importante em viveiros e árvores em formação. O nível económico de ataque em Espanha. Em Espanha, o nível económico de ataque é estimado com base na observação de ramos e no acompanhamento do voo dos adultos em armadilhas cromotrópicas amarelas. As armadilhas devem ser instaladas durante o período vegetativo, e em plantações com árvores com menos de 3 anos, 2 armadilhas amarelas serão instaladas por parcela que será observada semanalmente para determinar o número de adultos/armadilha. As armadilhas devem estar separadas por um mínimo de 25 metros entre si (Mármol et al., 2015). Os limites de intervenção são alcançados quando é encontrado mais de 3% de gemas ocupadas em plantas com mais de 3 anos, ou uma ninfa/ramo em plantas com menos de 3 anos (Mármol et al., 2015).

Meios de luta

A monitorização da cigarrinha-verde, *A. decedens* é crucial para o sucesso do combate, bem como para determinar o momento apropriado e mais eficaz para o uso dos meios de luta. A cigarrinha-verde é frequentemente monitorada para determinar a sua distribuição, expansão e densidade populacional em pomares.

Luta biológica

Até o momento nenhum programa de controlo biológico é conhecido para esta espécie, existindo forte carência de informações sobre esta espécie e os seus inimigos naturais (Freitas & Aguiar-Pombo, 2006). Apenas um estudo na Turquia descreveu um ectoparasita *Erythraeus ankaraicus* Saboori (Acari: Erythraeidae), capaz de matar as ninfas de *A. decedens* (Gencsoylu, 2007).

Luta cultural

É necessário manter uma boa fertilização das árvores, plantas com deficiência de nutrientes, podem apresentar menor tolerância a pragas. Outra medida é reduzir o nível de stress hídrico, essa condição torna a cultura mais susceptível ataque da cigarrinha-verde (Amaro, 2003).

É altamente recomendável a manutenção do enrelvamento temporário ou permanente durante todo o período vegetativo (Amaro, 2003). Entretanto, no Inverno, quando as cigarrinhas estão em hospedeiros alternativos, deve proceder à limpeza ou mesmo eliminação destas plantas para diminuição do foco da praga (Amaro, 2003).

A limitação natural fomentada por estas medidas promove condições para a preservação dos auxiliares, como a existência de hospedeiros, alimento e abrigo para hibernação proporcionando uma riqueza em biodiversidade com consequente equilíbrio do ecossistema (Aguar et al., 2005).

Luta química

A luta química será o principal meio de luta contra a cigarrinha-verde. As populações de cigarrinha-verde, *A. decedens* são geralmente maiores durante as estações mais quentes, principalmente no verão, e alguns estudos sugerem que o controlo desta praga deve ocorrer no início desta época para ter um melhor resultado (Alvarado et al., 1994; Torres et al., 1998; Grassi et al., 2008).

Podem ser utilizados vários produtos químicos para o controlo desta praga, desde reguladores de crescimento, que interferem na síntese de quitina e consequentemente os insetos não conseguem atingir a fase adulta e se reproduzir, a inseticidas que agem no sistema nervoso, como organofosforados, piretróides e neonicotinóides (Grassi et al. 2008). A escolha dos inseticidas vai depender da cultura afetada, pois diferentes produtos químicos são recomendados para cada cultura (Freitas & Aguiar-Pombo 2006).

Em Itália, foram testados três inseticidas neonicotinóides, contra a cigarrinha-verde, em framboesa. Foi testada a eficácia de tiametoxame, acetamiprida e tiaclopride em comparação com um organofosfato, tendo sido aplicados quando detetadas as primeiras ninfas da praga. Verificou-se uma maior eficácia de tiametoxame e tiaclopride, produtos que pode durar até 3 a 4 semanas após a aplicação, possibilitando um quase controlo total da primeira geração e do desenvolvimento da segunda geração (Grassi et al., 2008).

Um dos problemas associados à luta química é a facilidade com que a praga ganha resistência a alguns produtos (Coutinho et al. 2015), deixando os mesmos de ser eficazes. Por outro lado, o seu uso indiscriminado pode afetar a fauna auxiliar, fomentando o aparecimento de outras pragas. Em Portugal, para controlo da cigarrinha-verde *A. decedens*, em amendoeira, apenas temos homologado fenepiroxinato.



Figura 2.7. Amendoeiras atacadas pela cigarrinha-verde, *Asymmetrasca decedens* (Paoli)

Agradecimento: aos técnicos da CAAF, LCN, COAMÊNDOA E CAPB, pela colaboração no trabalho de campo que permitiu a obtenção de dados para fundamentar o trabalho.

Bibliografia

Abou-Jawdah, Y., Dakhil, H., El-Mehtar, S. e Lee, I.M. 2003. Almond witches'-broom phytoplasma: a potential threat to almond, peach, and nectarine. *Canadian Journal of Plant Pathology*, 25(1), 28-32.

- Al-Asady, H. 2002. External morphological study of the leafhopper *Empoasca decedens* Paoli (Homoptera: Cicadellidae) from Iraq. Bulletin of the Iraq Natural History Museum, 9, 1-6.
- Alvarado, M., Berlanga, M., Durán, J.M., Flores, R., González, M.I., Montes, F., Moreba, B., Muñoz, C., Páez, J., Pérez, S., Prats, T., De La Rosa, A., Ruíz, J.A., Serrano, A., Vega, J.M. e Villagordo, E. 2004. Plagas y enfermedades de los frutales de hueso. Consejería de Agricultura y Pesca. Junta de Andalucía.
- Alvarado, M., Villagordo, E., Berlanga, M., González, E., Serrano, A. e De La Rosa, A. 1994. Contribución al conocimiento del mosquito verde (*Empoasca decedens* Paoli) en melocotonero en el valle del Guadalquivir. Boletín de Sanidad Vegetal Plagas, 20(3), 771-783.
- Amaro, P., (Ed.), 2003. A proteção integrada. ISA/PRESS, Lisboa, 446p.
- Başpınar, H. 1994. Some observations on dominant structure and population changes of *Asymmetrasca decedens* (Paoli) and *Empoasca decipiens* Paoli (Hom., Cicadellidae) on different crops in Adna. Turkiye Entomoloji Dergisi, 18, 71-76.
- Başpınar, H., Yildirim E.M. e Xing, J. 2013. Determination and population fluctuation of (Hemiptera: Cicadomorpha) species in pomegranate orchards in Aydin Province, Turkey. Turkiye Entomoloji Dergisi, 37, 3-11.
- Chaieb, I., Bouhachem-Boukhris, S. e Nusillard, B. 2011. *Asymmetrasca decedens* Paoli and *Zygina flammigera* Fourcroy (Hemiptera: Typhlocybinae), new pest in peach and almond orchards in Tunisia. Pest Technology., 5, 71-73.
- Coutinho, J., Amado, C., Barateiro, A., Quartau, J., e Rebelo, T. 2015. First record of the leafhopper *Asymmetrasca decedens* (Homoptera: Cicadellidae) in mainland Portugal. Revista de Ciências Agrárias, 38(2), 213-219.
- Dakhil, H.A., Hammad, E.A.F., El-Mohtar, C. e Abou-Jawadah, Y. 2011. Survey of leafhopper species in almond orchards infected with almond witches-broom phytoplasma in Lebanon. Journal of Insect Science, 11(60), 1-12.
- Freitas N. & Aguiem-Pombo D. 2006. Distribuição, food plants and control of *Asymmetrasca decedens* (Paoli, 1932) (Hemiptera: Cicadellidae). Boletim do Museu Municipal do Funchal 57: 11-27.
- Genesoylu, I. 2007. A New Species of Ectoparasite, *Erythraeus ankaraicus* Saboori, Cobanoglu and Bayram, on *Asymmetrasca* (= *Empoasca*) *decedens* in Cotton. Phytoparasitica, 35(5), 433-435.
- Grassi, A., Maines, R., e Saviane, A. 2008. Efficacy of 3 neonicotinoid insecticides for the control

of the green leafhopper *Asymmetrasca (Empoasca) decedens* Paoli, a new pest on cultivated red raspberry in Trentino, Italy. IOBC/WPRS, 39, 107-113.

Holzinger, W.E. e Seljak, G. 2001. New records of planthoppers and leafhoppers from Slovenia, with a checklist of hitherto recorded species (Hemiptera: Auchenorrhyncha). Acta Entomologica Slovenica, 9(1), 39-66.

Jacas, J. A., Mendoza, A. H., Cambra, M., & Balduque, R. 1997. *Asymmetrasca decedens*: a new pest of almond in Spain. EPPO Bulletin, 27(4), 523–524. doi:10.1111/j.1365-2338.1997.tb00678.x

Kersting, U., Baspinar, H., Uygun, N. & Satar, S. 1997. Comparison of two sampling methods for leafhoppers (Homoptera, Cicadellidae) associated with sesame in the east Mediterranean region of Turkey. Anzeiger für Schadlingskunde, Pflanzenschutz, Umweltschutz, 70 (7): 131-135.

Marcone, C., Guerra, L.J., e Uyemoto, J.K. 2014. Phytoplasmal diseases of peach and associated phytoplasma taxa. Journal of Plant Pathology., 96(1), 15-28.

Pastore, M., Raffone, E., Santonastaso, M., Priore, R., Paltriniesi, S., Bertaccini, A. e Simeone, A.M. 2004. Phytoplasma detection in *Empoasca decedens* and *Empoasca* spp. and their possible role as vectors of European Stone Fruit Yellow (16SrX-B) Phytoplasma. Acta Horticulturae, 657, 507-511.

Torres, J., De Mendoza, H.A. e Jacas, J. 2002. Influencia de la temperatura y el fotoperíodo sobre el desarrollo de *Asymmetrasca decedens* (Paoli) (Homoptera: Cicadellidae). Boletín de Sanidad Vegetal Plagas, 28, 263-272.

Weintraub, P. G., e Beanland, L. 2006. Insect vectors of phytoplasmas. Annual Review of Entomology, 51, 91-111.

Mármol, G. C., García, A. H., Cordero, F. T. A., & Arenas, F. J. A. 2015. MANEJO INTEGRADO DE PLAGAS EN FRUTALES DE HUESO. : Consejería de Agricultura, Pesca y Desarrollo Rural: Instituto Andaluz de Investigación y Formación Agraria, Pesquera, Alimentaria y de la Producción Ecológica.

3- Pragas de Coleópteros associados ao amendoal (Cabeça-de-prego e Escolítideo)

Autores: Souza, M.E.C.¹; Silva, L.¹; Lobo Santos, A.², Marrão, R.² & Bento, A.¹

¹. Instituto Politécnico de Bragança/CIMO

². Centro Nacional de Competências dos Frutos Secos

3.1- Cabeça-de-prego

Introdução

O cabeça-de-prego, *Capnodis tenebrionis* (Linnaeus, 1761) é um besouro fitófago da família Buprestidae (Figura 1), considerado praga importante das prunóideas (damasqueiro, pessegueiro, ameixeira, cerejeira e amendoeira).

Sistemática

Classe: Insecta

Ordem: Coleoptera

Família: Buprestidae

Género: *Capnodis* Eschscholtz, 1829

Espécie: *Capnodis tenebrionis* (Linnaeus, 1761)



Nome comum: Carochão-negro, cabeça-de-prego.

Figura 1- Imagem do cabeça-de-prego, *Capnodis tenebrionis* L. Foto (GBIF, 2022)

Distribuição geográfica

O cabeça-de-prego, *C. tenebrionis* encontra-se amplamente disseminado no norte de África, no sul e centro da Europa, no Oriente, próximo e ao redor dos mares Negro e Cáspio (De Lillo, 2003) (Figura 3.2.).



Figura 3.2. Distribuição geográfica do cabeça-de-prego, *Capnodis tenebrionis* L. Foto: (CABI, 2022).

Impacto económico

Os estragos /prejuízos são causados pela alimentação das larvas e dos adultos.

Os adultos alimentam-se do pecíolo das folhas e gomos mais tenros, causando desfoliação. As larvas escavam galerias nas raízes, junto ao colo das árvores, para se alimentarem. Em ataques muito intensos, as árvores podem acabar por morrer porque a alimentação das larvas limita a circulação da seiva (Sequeira, 2009).

Biologia

O cabeça-de-prego, *C. tenebrionis* no seu ciclo de vida, passa por quatro estados de desenvolvimento: ovo, larva (com quatro instares), pupa e adulto, demorando, em média, dois anos a ser concluído (García Mari & Ferragut, 2002).

Os adultos machos medem entre 15-27 mm e as fêmeas são um pouco maiores (20-30 mm), o corpo é negro e cinzento, a cabeça é larga ligada ao tórax volumoso com os contornos laterais redondos e com uma superfície que se apresenta rugosa com uma mancha esbranquiçada. Os élitros, muito duros que se estreitam progressivamente na metade posterior, terminando num ponto cego. Abaixo do élitro está o segundo par de asas membranosas bem desenvolvidas que permitem ao inseto voar facilmente (Sequeira, 2009).

Durante o inverno, os adultos podem ser encontrados abrigados no solo. No início da primavera fazem as posturas junto ao colo da árvore ou na superfície do solo (Arquero, 2013). Durante o verão, entre agosto e setembro, emergem adultos, que se alimentam na copa das árvores, antes de hibernar. Na primavera seguinte entram em atividade, acasalam e fazem novas posturas, entre meados de março a meados de abril (Sequeira, 2009).

Os ovos são de cor esbranquiçada e mede cerca de 1,5 x 1.2 mm. Após a postura os ovos são moles e endurecem em contacto com o ar.

As larvas são muito grandes (60-70 mm), ápodas e de cor branco-amarelada, possui mandíbulas

negras e cabeça achatada (designada cabeça-de-prego), que se desloca no solo até penetrar nas raízes, onde se alimentam. As larvas aparecem sempre dobradas em forma de “U” ou “S” nas galerias que abre nas raízes e na zona do colo (DRAP, 2008). A larva passa por quatro estados de desenvolvimento que se prolongam por dois anos e atingem o desenvolvimento máximo de junho a agosto, ao qual se segue o estado de pupa (Sequeira, 2009).



Figura 3.4. Larva de cabeça-de-prego, *Capnodis tenebrionis* L. Foto: (DRPA Algarve, 2013)

No estado de pupa os élitros são de cor clara, mas até á transformação em adulto vão escurecendo e adquirem maior dureza (Sequeira, 2009).

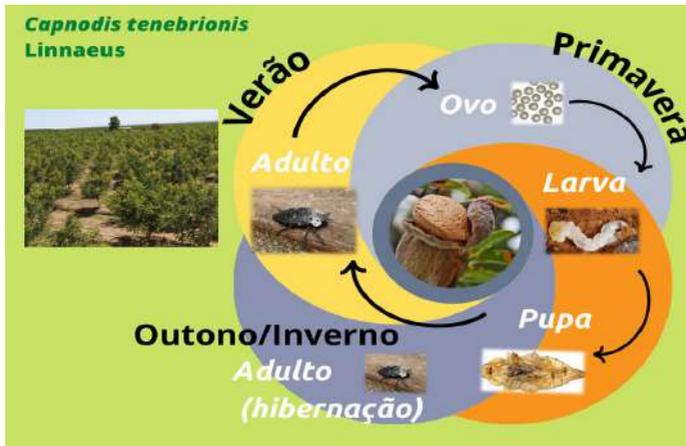


Figura 3.5. Ciclo biológico do cabeça-de-prego, *Capnodis tenebrionis* L.

Sintomatologia e Importância dos estragos

Tanto os adultos quanto as larvas do cabeça-de-prego, *C. capnodis* podem causar estragos de grande importância nas amendoeiras.

Os adultos, no decorrer do processo de alimentação, provocam desfoliações na parte aérea da árvore que são observados na primavera e no verão (García Marí & Ferragut, 2002). Esses adultos podem prejudicar seriamente as árvores em viveiros e em jovens pomares, mas

raramente afetam pomares adultos, bem cultivados e irrigados (García del Pino & Morton, 2005). O mesmo não se pode dizer das larvas, as quais produzem estragos com maior importância económica. A alimentação das larvas nas raízes principais na zona do colo provoca enfraquecimento geral da árvore, diminuição da produção e desfolha. A árvore vai morrendo por sectores e quando as galerias de alimentação das larvas atingem todo o perímetro do tronco, as árvores podem acabar por secar (Sequeira, 2009).



Figura 3.6. Adulto do cabeça-de-prego, *Capnodis tenebrionis* L. Foto: (DRPA, 2008)

Segundo Arquero, (2013), as plantações de sequeiro e os solos de textura arenosa são fatores muito favoráveis ao desenvolvimento da praga. As árvores atacadas pelo do cabeça-de-prego, também ficam mais suscetíveis ao ataque de outras pragas como os escolitídeos (García Mari & Feragut, 2002).



Figura 3.7. Larvas do cabeça-de-prego, *Capnodis tenebrionis* L. construindo galerias no tronco. Foto: (DRPA Algarve, 2013)

Fatores de limitação natural

A humidade do solo é um dos fatores abióticos capaz afetar significativamente a biologia da população do cabeça-de-prego, *C. tenebrionis*. Os ovos não sobrevivem em atmosferas saturadas de água. O solo muito humido junto ao colo das árvores influencia também a atividade de postura e distribuição espacial dos ovos, uma vez que a oviposição ocorre preferencialmente em locais secos onde a humidade do solo é baixa (Marannino & de Lillo 2007).

A temperatura parece também ter um papel importante na dinâmica das populações da praga.

Leitão & Manteigas, (2010) observaram que tanto a presença de adultos como a postura estão diretamente relacionados com as temperaturas. Os adultos hibernantes reiniciam a atividade depois de se atingir 15-20 °C de temperatura média e as primeiras posturas ocorrem depois de se atingir 26 °C de temperatura média.

Mais recentemente observaram ataque intensos em plantações situadas em solos argilosos e mal irrigados, o que segundo Bonsignore & Vacante (2009), pode estar relacionado com a preferência do cabeça-de-prego pelas altas temperaturas.

Relativamente aos inimigos naturais associados à praga, a informação disponível é muito escassa (Marannino & de Lillo 2007). Contudo, Mendel (2015) destaca o papel das formigas, na predação de ovos e larvas recém-eclodidas e de aves como os gaios ou os corvos, que consomem adultos, contribuindo desta forma para um decréscimo das populações da praga.

Além disso, algumas práticas culturais podem criar condições mais ou menos favoráveis para o desenvolvimento das populações desta praga (García Mari & Ferragut, 2002).

Monitorização e estimativa do risco

Adultos: podem ser monitorizados através da observação visual da sua presença nos troncos e copa da árvore ou através da realização de uma técnica de pancadas (Santos et al., 2017).



Figura 8.8. Técnica das pancadas em amendoal para colheita de artrópodes.

Larvas: podem ser observadas escavando o solo junto ao colo das árvores com sintomas.

Meios de luta

Luta cultural:

Em pomares onde se verificam ataque de cabeça-de-prego, recomenda-se a colocação de um plástico à volta do colo das árvores, para impedir a postura junto ao tronco e o ataque às raízes,

atando o plástico até uns 20 cm acima do colo da árvore e cobrindo o solo num raio de cerca de 60cm (García Mari & Ferragut, 2002).

Outra medida de limitação da praga é a realização de regas mais próximas do colo das plantas no período de postura (DRAP, 2008). No outono recomenda-se realizar uma apanha manual de adultos, altura em que existem em maior quantidade nas copas das árvores (DRAP, 2008). Para as árvores com ataque severos, devem-se arrancar e queimar as raízes principais e parte inferior do tronco das plantas, no verão (García Mari & Ferragut, 2002),



Figura 3.9. Amendoal com sistema de rega.

Luta biológica:

Os inimigos naturais são pouco referidos, contudo, as formigas podem recolher ovos e larvas recém-eclodidas (Mendel, 2003).

Formulação a base de nematodes entomopatogénicos do género *Steinernema* e quitosano são utilizados no controlo do cabeça-de-prego. Os juvenis deste nematode infetam as larvas de *C. tenebrionis* e multiplicam-se no seu interior o que causa a sua morte (Santos et al., 2017).

Luta química:

Em Portugal, para controlo do cabeça-de-prego, *C. tenebrionis*, associados à amendoeira, não existem substância químicas homologadas.

3.2- Escolitídeo

Introdução

O escolitídeo, *Scolytus amygdali* (Guérin-Méneville, 1847) é um coleóptero da família Curculionidae (Figura 1), praga que ataca árvores frutícolas como a amendoeiras, pessegueiros, damasqueiro, ameixeira e macieira (Zeiri et al., 2018).

Sistemática



Classe: Insecta

Ordem: Coleoptera

Família: Curculionidae

Sub-família: Scolytinae

Gênero: Scolytus

Espécie: *Scolytus amygdali* Guérin-Ménéville, 1847

= *Eccoptogaster aegyptiacus* Pic, 1919

= *Scolytus amygdali* var. *rufipennis* Branczik, 1874

Nome comum: Escolitídeo, Besouro da casca da amendoeira.

Figura 3.10. Adulto do *Scolytus amygdali* Guérin-Ménéville.

Distribuição geográfica

O escolitídeo, *S. amygdali* encontra-se referido como uma praga de árvores de fruto desde 1921. Encontra-se amplamente distribuído na maior parte da Europa, Ilhas Canárias, norte de África e oeste da Ásia. Foi reportada sua presença em Portugal somente em 2022 (Naves, 2022). Essa falta de registos pode ser explicada pela possibilidade de *S. amygdali* ter sido anteriormente identificado erradamente como *Scolytus rugulosus* (Mifsud & Knizek, 2009).



Figura 3.11. Distribuição geográfica do escolitídeo, *Scolytus amygdali* Guérin-Ménéville

Impacto económico

Os estragos /prejuízos são causados pela larva que escava galerias sob a casca da amendoeira quando esta mostra algum sintoma de fraqueza, principalmente como consequência de condições inadequadas de cultivo, tais como solos pobres e deficiente fertilização, stress hídrico severo, excesso de produção, entre outros fatores (Melgarejo et al., 2010).

O ataque deste inseto, geralmente destrói os tecidos do floema na parte interna da casca das

árvores atacadas, o que interrompe a translocação dos foto-assimilados causando a morte das árvores quando a casca do caule é destruída (Mahhou e Dennis 1992; Mendelet al.1997)

Biologia

Os adultos medem entre 2 e 2,7 mm de comprimento, com corpo cilíndrico, de cor preta escura. O pronoto é altamente desenvolvido e cobre parcialmente a cabeça. Não existe dimorfismo sexual entre machos e fêmeas.

Os ovos são de dimensão muito reduzida (0,7 mm), de cor e em forma elipsoidal (Becedas & Sánchez, 2010).

A fecundidade das fêmeas de *S. amygdali* é variável dependendo da espécie de árvore infestada e das condições ambientais, mas em geral cada entre 25 e 75 ovos (Zeiri et al., 2011).

As larvas, são apodas de cor esbranquiçada e medem entre 2 e 3mm.



Figura 3.12. Adulto *Scolytus amygdali* Guérin-Méneville no interior de uma galeria. Foto: Embrapa.

O ciclo de vida completo pode demorar entre 47 e 164 dias no Egito e 105 dias na Tunísia, duração negativamente correlacionada com a temperatura (Zeiri et al., 2016).

Apesar de existirem alguns estudos sobre *S. amygdali* realizados na região mediterrânea, poucos forneceram informações específicas sobre o número exato de instares larvares.

S. amygdali apresenta três gerações anuais na Tunísia. A geração da primavera, decorre entre março e fim de abril; a geração de verão entre fins de abril e o final de junho, e a geração de inverno de setembro a outubro e hiberna como larvas sob a casca ou em abrigos na floresta até emergir na primavera seguinte (Zeiri, et al., 2013).

Sintomatologia e Importância dos estragos

Os estragos causados às árvores infestadas geralmente decorrem da destruição do floema que resulta na morte da árvore hospedeira (Elzinga, 1997).

Orifícios na casaca em árvores infestadas são um sinal de que os adultos já emergiram. Os adultos recém-eclodidos de árvores infestadas são atraídos por estímulos químicos liberados por árvores debilitadas, em stress hídrico severo ou outros estímulos visuais e olfativos, com os

adultos a selecionar estas árvores antes da colonização (Benazoun, 1983).

O inseto começa a alimentar-se e pode atrair outros adultos para o mesmo local após a cópula inicial devido à liberação de feromonas de agregação (Benazoun, 1983).

Árvores infestadas respondem liberando uma goma de defesa. Os buracos deixados para trás podem enfraquecer a árvore, mesmo que ela não seja colonizada posteriormente (Zeiri, et al 2018).



Figura 3.13. Orifícios de entrada e saída dos adultos de *Scolytus amygdali* Guérin-Ménéville. Foto: Embrapa

Fatores de limitação natural

A temperatura tem grande influência nas gerações de *S. amygdali*. O aumento repentino da temperatura na primavera influencia diretamente o voo dos escolitídeos e, portanto, a temperatura elevada na induzirá a geração da primavera. A emergência ocorre quando a temperaturas do ar se situa entre 10 °C e 25 °C.

Se, após um período prolongado de temperatura baixa, a temperatura do subir repentinamente, os escolitídeos adultos hibernantes, surgirão repentinamente (Zeire et al., 2014).

Meios de luta

Luta cultural:

As práticas apropriadas de cultivo, como a fertilização e irrigação adequada dos pomares de amendoeira são importantes no vigor das árvores e, na prevenção do ataque de *S. amygdali*.

A presença de goma nos ramos é uma indicação de ataque de *S. amygdali*. Nesta fase, os produtores devem começar a podar os ramos infestados/mortos e começar a cuidar das árvores fracas e stressadas (Zeiri et al., 2018).

Os ramos atacados, deve ser cortados no sentido de limitar a propagação da praga. Os ramos com maior diâmetro, podem ser colocados num molho no pomar, com ramos finos por cima, uma vez que a madeira a secar atraindo os escolitídeos. Algum tempo depois, queimar esses ramos com o inseto no seu interior.

Luta biológica:

Os himenópteros parasitóides são os inimigos naturais mais importantes dos escolitídeos e têm sido amplamente estudados em muitos países (Benazoun & Schvester, 1990a). A família Bethyilidae foi registada em larvas e pupas de *S. amygdali* e de outros hospedeiros Scolytidae (Benazoun & Schvester, 1990b).

As espécies da família Bethyilidae (Figura 5) parasitam as larvas de escolitídeos. Os ovos são depositados no corpo do hospedeiro. As larvas desenvolvem-se como parasitas externos primários e gregários de larvas de *S. amygdali*.



Figura 3.14. Hymenoptero parasitoide da família Bethyilidae.

Mendel, (1986) relata que o criptoparasitóide *Cephalonomia hypobori* Kieffer, 1919 ataca as fases de larva e pupa de *S. amygdali*. Este parasitóide entra pelos túneis de postura, orifícios de ventilação e orifícios de emergência e reemergência dos escolitídeos, há procura de hospedeiros.

Luta microbiológica:

Batta, (2007) relata que a utilização do fungo entomopatogénico *Beauveria bassiana* (Bals.-Criv.) Vuill., apresentou boa eficácia no controlo de *S. amygdali* em condições de laboratório e de campo.

A utilização do fungo *Aspergillus* sp., previamente isolado de escolitídeos mortos, foi aplicado em larvas e adultos de *S. amygdali* e verificou-se ser eficaz (Zeiri et al., 2014).

Luta química:

Em Portugal, para controlo de S. amygdali, associados à amendoeira, não existem substâncias químicas homologadas.

Agradecimento: aos técnicos da CAAF, LCN, COAMÉNDOA E CAPB, pela colaboração no trabalho de campo que permitiu a obtenção de dados para fundamentar o trabalho.

Bibliografia

Arquero, O. 2013. Manual del almendro. Junta de Andalucía-Consejería de Agricultura, Pesca y Desarrollo Rural, Sevilla. 80 pp.

Batta, Y. A. 2007. Biocontrol of almond bark beetle (*Scolytus amygdali* Geurin-Meneville, Coleoptera: Scolytidae) using *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuill. (Deuteromycotina: Hyphomycetes). Journal of Applied Microbiology, 103(5), 1406-1414.

- Becedas, M. T. G., & Sánchez, O. L. S. 2010. Fichas técnicas de sanidad vegetal. Ficha nº 052. Dirección General Agraria y Calidad Alimentaria. Junta de Extremadura.
- Benazoun, A. 1983. Etude bioécologique sur les scolytes de l'amandier *Ruguloscolytus amygdali* GUERIN (Col, Scolytidae) au Maroc. Doctorat Es-Sciences Naturelles. Université de Paris VI, France.
- Benazoun, A. and Schvester, D., 1990. Les ennemis naturels de *Scolytus (Ruguloscolytus) amygdali* Guer (Col. Scolytidae) au Maroc. Actes. Inst. Agron. Vét. 10: 49-57
- Bonsignore, C. P., and Vacante, V. 2009. Il problema di *Capnodis tenebrionis* (Linnaeus) nei fruttiferi. Prot. Colture 5, 18–25.
- CABI. (2022). <https://www.cabi.org/isc/>
- De Lillo, E., Tarasco, E., and Marannino, P. 2003. Biological notes on larval hatching in *Capnodis tenebrionis* (L.) (Coleoptera: Buprestidae). Redia, Giornale Di Zoologia, 86, 101-106.
- Direção Regional de Agricultura e Pescas do Algarve. 2013. https://www.drapalgarve.gov.pt/images/pdf/Fitossanidade/avisos_agricolas/PRUN_FD_EAA_12capnodis.pdf
- Direção Regional de Agricultura e Pescas do Centro. 2008. https://www.drapc.gov.pt/base/documentos/caponidis_tenebrioni.pdf
- Elzinga, R. J. 1997. Fundamentals of Entomology. 4th edn, Upper Saddle River, New Jersey: Prentice Hall.
- García del Pino, F., & Morton, A. 2005. Efficacy of entomopathogenic nematodes against neonate larvae of *Capnodis tenebrionis* (L.)(Coleoptera: Buprestidae) in laboratory trials. BioControl, 50(2), 307-316.
- García Marí, F., Ferragut, F. 2002. Plagas Agrícolas, 3ª Edición. Espanha, M.V. Phytoma-Espanha S.L.
- GBIF, Global Biodiversity Information Facility. 2022. <https://www.gbif.org/species/1736574>
- Kinawy, M. M., Tadors, A. W., & Abd-Allah, F. F.(1991. On the biology of the shot-hole bark beetle *Scolytus amygdali* Guer.(Coleoptera: Scolytidae) on pear trees in Egypt. Bulletin of Faculty of Agriculture, University of Cairo, 42(1), 119-128.
- Leitão, J., Manteigas, A., & Luz, J. P. 2010. Contribuição para o estudo da *Capnodis tenebrionis* (Coleóptera: Buprestidae) no concelho de Proença-a-Nova. 2. ° Simpósio Nacional de Fruticultura, 318-325.

Marannino, P., & de Lillo, E. 2007. *Capnodis tenebrionis* (L. 1758)(Coleoptera: Buprestidae): morphology and behaviour of the neonate larvae, and soil humidity effects on the egg eclosion. In *Annales de la Société entomologique de France* (Vol. 43, No. 2, pp. 145-154). Taylor & Francis Group.

Mendel, Z. 1986. Hymenopterous parasitoids of bark beetles (Scolytidae) in Israel: Host relation, Host plant, Abundance and Seasonal history. *Entomophaga*. 31: 113-125

Mendel, Z., Assael, F., & Ben-Yehuda, S. 2003. Host selection and root colonization of cyanogenic stonefruit species by *Capnodis* spp.(Coleoptera: Buprestidae). *Annals of the entomological Society of America*, 96(2), 127-134.

Mifsud, D., & Knizek, M. 2009. The Bark Beetles (Coleoptera: Scolytidae) of the Maltese Islands (Central Mediterranean).

Naves, P. 2022. Three new beetles for Portugal_Scyphophorus. *Boletín - Asociación Española de Entomología* 45(1-2):141-144. <http://www.entomologica.es/publicaciones-boletin/es/art1870>

Santos, S. A., Bento, A., & Pereira, J. A. 2017. Pragas. In *Amendoeira: estado da produção*. Rodrigues, M. A. 46p.

Sequeira, M. 2009. Carochos negro (*Capnodis tenebrionis* L.) Contributo para o combate do carochos negro nos cerejais da Beira interior. Castelo Branco, Direção Geral da Agricultura e Pescas do Centro. Ministério da Agricultura do Desenvolvimento Rural e das Pescas.

Zeiri, A., Ahmed, M. Z., Cuthbertson, A. G., Braham, M., & Braham, M. 2018. Monitoring the attack incidences and damage caused by the almond bark beetle, *Scolytus amygdali*, in almond orchards. *Insects*, 9(1), 1.

Zeiri, A., Ayberk, H. A. M. İ. T., Mejda, D., & Braham, M. 2014. Pathogenic fungus against the almond bark beetle *Scolytus amygdali* Geurin-Meneville (Coleoptera: Curculionidae: Scolytinae): *Aspergillus* sp. *Egyptian Journal of Biological Pest Control*, 24(1), 71.

Zeiri, A., Ayberk, H., & Braham, M. 2016. Investigations on gallery patterns of the Almond bark beetle (*Scolytus amygdali* Guerin-Méneville, 1847)(Coleoptera, Curculionidae) in Tunisia. *Journal of the Faculty of Forestry Istanbul University*, 66(1), 288-294.

Zeiri, A., Ayberk, H., Buhroo, A. A., Braham, M., & Braham, M. 2014. Annual flight pattern of the almond bark beetle *Scolytus amygdali* GeurinMeneville, 1847 (Coleoptera: Curculionidae) in almond orchards in Tunisia. https://www.researchgate.net/profile/Mohamed-Braham-3/publication/268075046_Annual_flight_pattern_of_the_almond_bark_beetle_Scolytus_amygdali_GeurinMeneville_1847_Coleoptera_Curculionidae_in_almond_orchards_in_Tunisia/links/582b157408ae102f07207227/Annual-flight-pattern-of-the-almond-bark-beetle-Scolytus-

amygdali-Geurin-Meneville-1847-Coleoptera-Curculionidae-in-almond-orchards-in-Tunisia.pdf

Zeiri, A., Ayberk, H., Buhroo, A. A., Braham, M., & Braham, M. 2015. Observations on the overwintering forms of *Scolytus Amygdali* (Coleoptera: Curculionidae) In Tunisia. *Munis Entomology and Zoology*,(10), 209, 214.

Zeiri, A., Braham, M. and Braham, M. 2011a. Laboratory studies of the Almond bark beetle *Scolytus amygdali* Geurin-Meneville, (Coleoptera: Curculionidae: Scolytinae) collected in the Center Region of Tunisia. *Intr. Journal of Entomology*. 2(1): 23-30.

4- Pragas de lepidópteros associados ao amendoal (anársia, grafolita e zeuzera)

Autores: Souza, M.E.C.¹; Silva, L.¹; Lobo Santos, A.², Marrão, R.² & Bento, A.¹

¹ Instituto Politécnico de Bragança/CIMO

² Centro Nacional de Competências dos Frutos Secos

4.1- Anársia

Introdução

A anársia, *Anarsia lineatella* Zeller, 1839 (figura 4.1) é um lepidótero da família gelechiidae, também designada como *Anarsia pruniella* e *Tinea pullatella*.

Sistemática



Classe: Insecta

Ordem: Lepidoptera

Família: Gelechiidae

Sub-família: Dichomeridinae

Género: *Anarsia* Zeller, 1839

Espécie: *Anarsia lineatella* Zeller, 1839

Nome comum: anársia, broca do galho do pessegueiro; mineira de brotos.

Figura 4.1. Adultos de anársia, *Anarsia lineatella* (Zeller).

Distribuição geográfica

A anársia, *A. lineatella*, é uma praga polífaga provavelmente oriunda da Ásia (Sorenson & Gunnell, 1955). A espécie causa sérios problemas em mais de 50 países que cultivam prunóideas, incluindo a maioria dos países Mediterrâneos, Ásia ocidental, norte de África e América do Norte. Há relatos da sua presença na Alemanha, Argélia, Áustria, Austrália, Bélgica, Bulgária, Croácia, Chipre, Dinamarca, Egito, Eslováquia, Eslovênia, Espanha, Finlândia, França, Grécia, Hungria, Itália, Lituânia, Líbia, Malta, Marrocos, Tunísia, Canadá, China, Índia, Iraque, Irão, Israel, Japão, Líbano, Mianmar, Países baixos, Polónia, Portugal, Paquistão, Reino Unido, República Tcheca, Romênia, Síria, Suécia, Suíça, Turquia, Ucrânia, Uzbequistão, Turquia (Eppo Global Database 2021) (figura 4.2).



Figura 4.2. Distribuição geográfica da anásia, *Anarsia lineatella* (Zeller) (CABI, 2022).

Hospedeiros

Este inseto ataca a amendoeira e pode também atacar outras espécies de fruteiras do género *Prunus*, como o pessegueiro, o damasqueiro, a nectarina, a ameixeira e a cerejeira (Chaves, 1992, Marí & Ferragut, 2002). Encontram-se também relatos de estragos em macieira, pereira, marmeleiro e diospiro (Ponomarenko 1990).

Impacto económico

Os estragos associados à anásia, *A. Lineatella*, são provocados unicamente pelas larvas. Na primeira geração do inseto, as larvas atacam os jovens rebentos da amendoeira (figura 4.3) causando uma murchidão característica dos lançamentos, os quais acabam por secar. Em jovens plantas em viveiros ou plantações jovens, ataques intensos de anásia pode levar a uma má formação da planta e retardar o início da entrada em produção (Cañizo et al., 1990). Os ramos tenros atacados secam completamente, embora o resto do ramo permaneça verde (Melgarejo, 2010).



Figura 4.3. Jovem ramo atacado por anásia, *Anarsia lineatella* (Zeller).

As larvas da segunda geração do inseto atacam principalmente os frutos, alimentando-se do endocarpo, causando a perda de qualidade e até queda prematura dos mesmos. Na zona de penetração da larva no endocarpo aparece um ponto viscoso. Os ataques mais intensos nesta segunda geração ocorrem, sobretudo, em variedades tardias e semi-tardias (Arquero, 2013). Além dos jovens rebentos e dos frutos, as larvas de anársia também se alimentam das folhas novas, sobretudo na primeira geração (Reil et al., 1981).

Biologia

Os adultos são pequenas borboletas cinza-acastanhadas, com asas estreitas e as asas anteriores podem apresentar listas longitudinais pretas e uma mancha castanha na região média do lado anterior, com presença de franjas. As asas posteriores são maiores, de coloração cinza mais claro e possuem mais franjas que as anteriores (Avidov & Harpaz, 1969; Talhouk, 1969). Os adultos têm um comprimento, do corpo, de 7 a 8 mm e uma envergadura entre 14-18 mm. Machos e fêmeas são semelhantes na aparência geral, embora o abdômen da fêmea seja maior do que a extremidade distal do abdome do macho (Sorenson & Gunnell, 1955).

Os ovos são ovais medem cerca de 0,5 × 0,3 mm, inicialmente são brancos, mas depois tomam uma coloração alaranjada a acastanhada. As posturas são feitas isoladas na base das folhas (Chaves, 1992).

A larva recém eclodida é de cor castanho-claro e as larvas maduras adquirem coloração castanho avermelhada. A cabeça, dorso, protórax e placa anal variam do castanho-escuro ao preto. Alternam anéis escuros e claros em torno do abdômen com linhas mais claras entre os segmentos dando às larvas uma aparência em faixas (Sorenson & Gunnell, 1955). As larvas atingem 14 a 16 mm no último instar e o corpo é coberto com pelos na superfície do dorso (Arquero, 2013).



Figura 4.4. Larva de anársia, *Anarsia lineatella* (Zeller). Foto: (DRAP, 2012)

As pupas medem cerca de 4-6 mm (Baspinar et al, 2018) são de cor acastanhada e não estão presa s em um casulo (Arquero, 2013).

A anársia, *A. lineatella* desenvolve 2 a 3 gerações anuais dependendo das condições climáticas da região.

Hiberna na forma de larvas de primeiro ou segundo instar, em locais protegidos da árvore (debaixo da casca do tronco ou ramos, fissuras, etc.). No início da primavera, logo que aparecem

as primeiras folhas, as larvas retomam a atividade, alimentando-se de botões dos rebentos jovens nos quais forma galerias. As larvas podem mudar seu local de alimentação e atacar vários lançamentos antes de completarem o desenvolvimento (Baspinar, 2018). Quando terminam o desenvolvimento, fins de meados a fins de maio, as larvas saem de seus túneis para pupar, formando um casulo nos ramos (Avidov & Harpaz, 1969; Talhouk, 1969). Entre finais de maio e início de junho, surgem os adultos e, após acasalamento, as fêmeas depositam seus ovos, mais de 140 (Avidov & Harpaz, 1969), em frutos ou folhagens (figura 4.5), dando início a uma segunda geração.

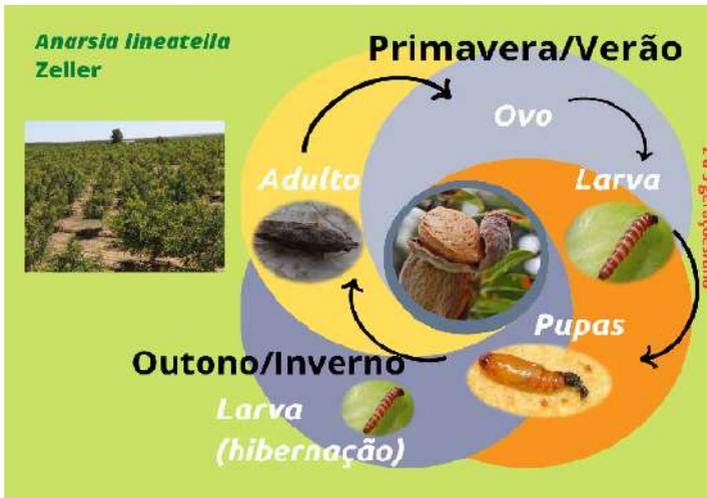


Figura 4.5. Ciclo biológico de anársia, *Anarsia lineatella* (Zeller).

Os adultos desta segunda geração, surgem pelo final de agosto/início de setembro, fazem novas posturas das quais vão surgir as larvas da geração hibernante, em locais como Trás-os-Montes onde o inseto apenas desenvolve duas gerações. Os dados obtidos no projeto, mostram que o pico de voo dos adultos ocorre em meados de junho para a primeira geração e em meados/finais de agosto para a segunda geração.

Sintomatologia e Importância dos estragos

Os estragos causados pela anársia, *A. lineatella* são facilmente visíveis nos jovens lançamentos, nas folhas e nos frutos da amendoeira. Os primeiros estragos visíveis ocorrem na primavera nos novos lançamentos quando as larvas hibernantes retomam a atividade, causando má formação das árvores, redução da produção no ano seguinte e podendo atrasar o início da produção, em plantações jovens. Os sintomas nos rebentos são fáceis de identificar, pela murchidão dos lançamentos que acabam por secar. Os sintomas do ataque nos frutos, causados pelas larvas da segunda geração, também são fáceis de identificar, um pequeno ponto viscoso. Os estragos têm, por vezes, importância económica, causando perda de qualidade e até queda precoce

das amêndoas. Os ataques mais intensos nesta segunda geração ocorrem, sobretudo, em variedades tardias e semi-tardias (Arquero, 2013).

Fatores de limitação natural

Há uma relação direta entre os níveis populacionais de anársia, *A. lineatella* e as condições climáticas (fatores abióticos), nomeadamente temperatura e humidade, sendo que temperatura exerce a maior influência no desenvolvimento de *A. lineatella* em todos estágios de vida (Aboutalebian et al., 2017).

O período total de desenvolvimento de uma geração pode variar de 20,4 dias a 30 °C a 124 dias a 15 °C (Damos & Savopoulou-Soultani, 2008).

A temperatura ótima de desenvolvimento situa-se entre os 15 °C e 26 °C e uma humidade relativa entre os 50 e os 60 %. A sobrevivência da espécie substancialmente reduzida com temperaturas inferiores ou superiores (Aboutalebian et al., 2017).

O vento e a chuva dificultam o movimento e a atividade dos adultos, podendo ocorrer a redução de atividade de voo e, conseqüente redução do acasalamento e postura de ovos.

Relativamente aos fatores bióticos, o papel dos predadores e parasitoides na limitação natural é referida na literatura como importante. De entre as espécies de parasitoides citadas encontramos espécies da família Braconidae: *Apanteles emarginatus* (Nees) e *Elasmus flabellatus* (Fonscolombe) (Sarto et al., 1995), e da família Pteromalidae *Dibrachys microgastris* (Bouché, 1834) (figura 4.6) e o ácaro predador *Cheyletus eruditus* (Schrank, 1781) (Iacob, 1970). De entre os predadores generalistas, são citados indivíduos das famílias coccinélidae, sirfíidae, crisopídae, antocorídae, aranhas e as formigas, como podendo desempenhar um papel importante na limitação natural dessa espécie (Santos et al., 2017).



Figura 4.6. *Dibrachys microgastris* (Bouché, 1834) parasitoides de anársia, *Anarsia lineatella* (Zeller). Foto: (GBIF, 2022)

Monitorização e estimativa do risco

As normas de produção integrada recomendam a monitorização de *A. lineatella* por meio de armadilhas do tipo delta com feromona sexual específica para a espécie (figura 4.7) e observação dos órgãos atacados. Para o efeito devem ser instaladas três armadilhas numa área aproximada de 2 ha permitirá acompanhar a curva de voo e determinar o momento ótimo para o tratamento fitossanitário. Adicionalmente, na primeira geração, observar 4 raminhos por árvore

em 50 árvores selecionadas aleatoriamente. Na segunda geração, observar 4 frutos por árvore em 50 árvores selecionadas aleatoriamente.

García Mari & Ferragut (2002), para o pessegueiro, indicam um nível económico de ataque de 7 a 10 capturas por semana. Além disso, devem ser tomadas medidas de controlo sempre que se verifiquem 5% de raminhos atacados e 1 a 5% de frutos + rebentos atacados (DGADR, 2012).



Figura 4.7. Armadilha tipo delta com feromona sexual para monitorização de anársia, *Anarsia lineatella* (Zeller).

Meios de luta

Luta cultural:

Como medidas de luta culturais recomenda-se eliminar, pela poda, e destruir lançamentos infestados. Os frutos infestados devem ser colhidos e destruídos, para que a população da praga seja reduzida na geração seguinte.

Luta biológica:

Existem inúmeros parasitoides e predadores que, naturalmente, controlam as populações de anársia, *A. lineatella*. A comunidade de inimigos naturais inclui himenopteros parasitoides como *Apanteles emarginatus* (Nees, 1834); *Apanteles xanthostigma* (Haliday, 1834); *Paralithomastix variicornis* (Nees, 1834); *Copidosoma pyralidis* (Ashmead, 1888), etc (Arquero, 2013).

Portanto, recomenda-se fomentar a limitação natural preservando os insetos auxiliares.

Luta microbiológica:

Inseticidas a base da bactéria entomopatogénica *Bacillus thuringiensis* podem ser aplicados com resultados muito positivos no controlo da praga, salvaguardando a fauna auxiliar, o ambiente e aplicadores (Damos & Savopoulou-Soultani, 2007).

Luta biotécnica:

O combate à praga através de confusão sexual está disponível no mercado, com resultados interessantes na redução dos níveis populacionais de *A. Lineatella* (Arpaia & Fiore, 2001).

Luta química:

Quando atingido o nível de económico de ataque deverá ser realizado um tratamento utilizando um produto fitofarmacêutico homologado.

O tratamento com óleo de verão pode ser realizado durante o inverno e apresenta alguma ação contra as larvas hibernantes contribuindo desta forma para a redução das suas populações (Santos et al., 2017). Em Portugal, encontram-se homologadas para esta praga, no caso da amendoeira, a substância ativa clorantraniliprol. O tratamento pode ser feito logo após a eclosão dos ovos de cada geração.

4.2- Traça oriental

Introdução

A traça oriental, *Grapholita molesta* (Busck, 1916) (figura 4.8), é um lepidótero da família tortricidae, também designada como *Laspeyresia molesta* (Busck, 1916) e *Cydia molesta* (Busck, 1916).

Sistemática



Classe: Insecta

Ordem: Lepidoptera

Família: Tortricidae

Género: *Graphollita* Treitschke. 1829

Espécie: *Grapholita molesta* (Busck, 1916)

= *Cydia molesta* (Busck, 1916)

= *Enarmonia molesta* (Busck, 1916)

≡ *Laspeyresia molesta* Busck, 1916

Nome comum: Borboleta oriental, traça-da-fruta, broca-dos-ponteiros.

Figura 4.8. Adulto da traça oriental, *Grapholita molesta* (Busck). Foto: (GBIF, 2022)

Distribuição geográfica

A traça oriental, *G. molesta*, é uma espécie polífaga, ataca diversas espécies de fruteiras da família Rosaceae, na maioria das regiões temperadas do mundo (Gallo et al., 2002).

É originária da Ásia (Extremo Oriente), onde é considerada praga de rosáceas. Atualmente, a sua presença é referida na Austrália, Estados Unidos, Canadá e América do Sul (Figura 2). No continente europeu, a sua provável introdução deu-se pela região do Mediterrâneo, em 1920; logo depois, a espécie dispersou-se por vários países. (Botton et al., 2001; GBIF, 2022), encontrando-se atualmente em mais de 50 países.

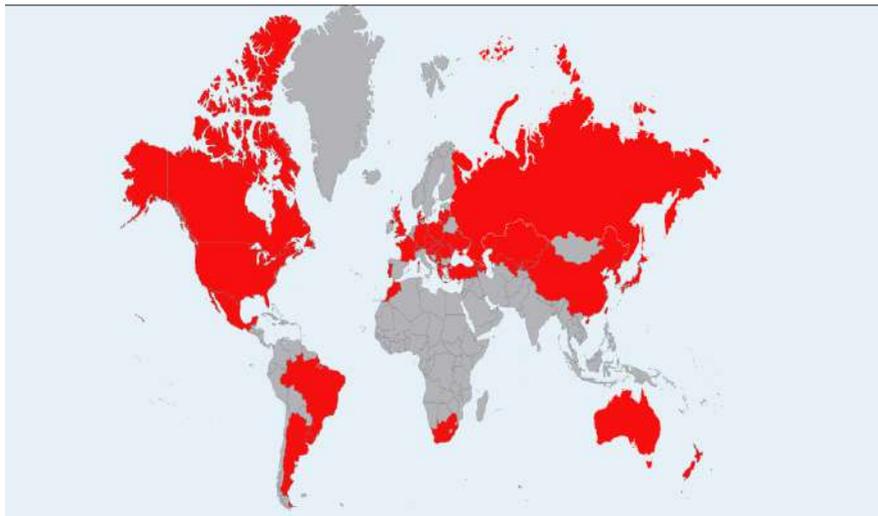


Figura 4.9. Distribuição geográfica da traça oriental, *Grapholita molesta* (Busck). Foto: (CABI, 2022).

Hospedeiros

Além da amendoeira (figura 4.10), este inseto pode atacar outras espécies de fruteiras da família Rosaceae. Embora o pessegueiro seja considerado seu principal hospedeiro, ataca também cerejeira, marmeleiro, nespereira, ameixeira, pereira e a macieira. Além das espécies fruteira, na literatura encontra-se ainda relato de ocorrência da praga em caquizeiro, noqueira-pecã e roseira (Salles & Marin, 1989).

Impacto económico

Os estragos provocados pela da traça oriental, *G. molesta* são ocasionados pelas lagartas, tanto nos novos rebentos como nos frutos, ocasionando murchidão dos lançamentos, destruição e morte de gomos, rebentos e pequenos frutos (figura 4.10). Em pomares novos pode comprometer a forma de condução das plantas (Rodrigues et al., 2020).



Figura 4.10. Ataque da traça oriental, *Grapholita molesta* (Busck) (Foto IRAC, 2022)

Biologia

O adulto da traça oriental, *G. molesta* é uma borboleta com asas anteriores de cor cinza-escura com uma estria branca, podendo medir entre 10 e 15 mm de envergadura (García Marí & Ferragut, 2002).

Os ovos são de coloração branca ou branca-acinzentada, muito pequenos, com diâmetro de 0,5 a 0,9 mm, de forma redonda, ligeiramente convexos e esbranquiçados, são quase imperceptíveis a olho nu.

As larvas são pequenas, de cor branca-acinzentada com cabeça preta até o terceiro instar. Quando completamente desenvolvidas passam a apresentar coloração branca-rosada e a cabeça castanha (Figura 4.11). Medem entre 7 e 14 mm de comprimento.

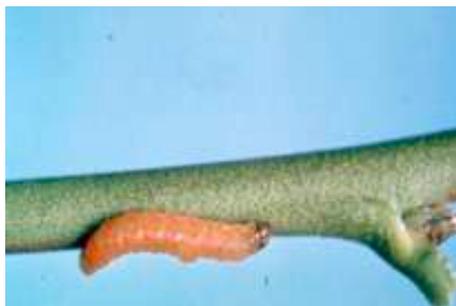


Figura 4.11. Larva de *Grapholita molesta* (Busck). Foto: Agrolink

A pupa mede aproximadamente 6 mm de comprimento com coloração castanha (Hickel, 2006). O inseto pode apresentar até cinco gerações anuais, dependendo das condições climáticas da região.

A traça oriental, *G. molesta* hiberna sob a forma larvar, num casulo sedoso que a protege, nas axilas dos ramos, em folhas que ficaram na árvore, na base do pedúnculo de frutos, ou em detritos no solo sob a projeção da copa (García Marí & Ferragut, 2002).

Na primavera, a lagarta passa a pupa, surgindo os adultos entre 6 e 14 dias depois. Os adultos só são ativos com temperaturas superiores a 16°C (Hernández et al., 2002), o que acontece mais regularmente a partir de fins abril.

Entre um e três dias após a emergência dos adultos, ocorre a cópula. Após o acasalamento, inicia a postura, com pico de oviposição entre o quarto e o nono dias após a emergência (Silva et al., 2010). Os adultos possuem hábitos crepusculares, concentrando as atividades de voo, alimentação e acasalamento no final da tarde e início da noite (Hickel, 2006).

A oviposição ocorre nas primeiras horas após o pôr-do-sol (Dustam & Armstrong, 1933) e são depositados isoladamente na face inferior das folhas novas, nos rebentos novos perto das axilas e nos frutos (García Marí & Ferragut, 2002).

Os ovos eclodem ao fim de 5-12 dias e as larvas recém-eclodidas penetram nos ramos tenros. Na zona de penetração da lagarta no ramo aparecem umas gotas de seiva cristalizada (Cañizo et al., 1990). O desenvolvimento das lagartas demora 20-25 dias, período durante o qual abrem galerias descendentes de vários centímetros de comprimento nos ramos. A lagarta, quando

completamente desenvolvida, abandona a galeria e refugia-se na terra, nos ramos ou no tronco para pupar. Em finais de maio emergem os adultos da segunda geração, que atacam ramos e frutos, e a partir desta geração sucedem-se outras de forma ininterrupta.

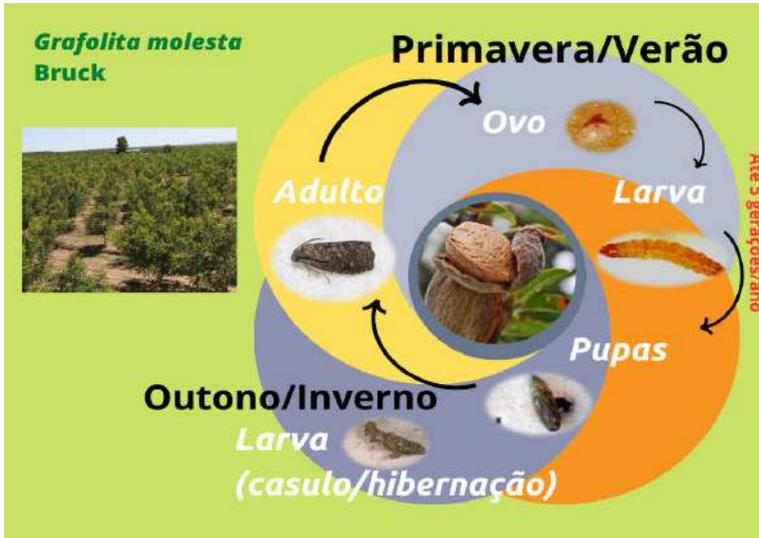


Figura 4.12: Ciclo biológico da traça oriental, *Grapholita molesta* (Busck)

Sintomatologia e Importância dos estragos

Os estragos que a traça oriental, *G. molesta* ocasiona são devidos à atividade das lagartas da primeira e da segunda geração, que atacam os rebentos terminais dos ramos levando-os a secar e também os frutos (García Mari & Ferragut, 2002).

As larvas recém-eclodidas penetram nos ramos novos, onde abrem galerias, deixando o rebento terminal atacado murcho e seco, com aspeto enegrecido. Na zona de entrada, há liberação de uma resina cristalizada que indica o local de entrada da lagarta, que a pode atacar vários ramos (Cañizo et al., 1990).

Os estragos são potencialmente mais prejudiciais em viveiros e em pomares jovens, nos quais os ataques mais severos podem prejudicar a arquitetura da árvore e o crescimento das plantas, ocasionando má formação, uma vez que, com a destruição do meristema apical, há uma tendência natural das plantas atacadas emitirem rebentação laterais (Hickel & Ducroquet, 1998). A segunda geração, além dos rebentos novos pode atacar também os pequenos frutos, causando não só queda prematura, mas também o fraco desenvolvimento e depreciação. Além disso, o ponto de entrada das larvas favorece o ataque do fungo *Monilia laxa* que contribui para o apodrecimento do fruto (Santos et al., 2017).

Fatores de limitação natural

A temperatura é o fator abiótico de limitação natural que exerce maior influência sobre os níveis populacionais da traça oriental, *G. molesta*, correlacionando-se positivamente com o número de insetos capturados que ocorrem em maior quantidade com o incremento da temperatura (Arioli et al., 2017). A sobrevivência dos adultos, varia de 24 a 16 dias, a temperatura de 20 a 30°C, respetivamente (Grellmann, 1992).

De entre os fatores bióticos de limitação natural de *G. molesta*, os parasitoides parecem os mais promissores. Parasitoides do género *Ascogaster* (figura 4.13), que atacam as lagartas, e parasitoides do género *Trichogramma*, importantes parasitoides de ovos (Garcia et al., 2006) e a sua utilização, pode ser uma alternativa aos tratamentos químicos, para diminuir o nível populacional da praga (Arioli et al., 2017).



Figura 4.13. Parasitoide *Ascogaster quadridentata* (Wesmae). Foto (GBIF, 2022)

Monitorização e estimativa do risco

A monitorização do inseto é realizada por meio da instalação de armadilhas do tipo delta com feromona sexual e observação dos órgãos atacados. Para o efeito devem ser instaladas três armadilhas numa área aproximada de 2 ha permitirá acompanhar a curva de voo e determinar o momento ótimo para o tratamento fitossanitário.

As medidas de controlo devem ser adotadas quando a captura atingir de 10 a 15 indivíduos adultos/armadilha/semana (Santos et al., 2017).

Adicionalmente, na primeira geração, observar 4 raminhos por árvore em 50 árvores selecionadas aleatoriamente. Na segunda geração, observar 4 frutos por árvore em 50 árvores selecionadas aleatoriamente.

Na primeira geração deve-se realizar a observação em meados de junho e o nível económico de ataque (NEA) é de 1 a 5% de frutos atacados. Na segunda geração a observação deve ser realizada de julho até a colheita e o NEA é de 1 a 3% de frutos atacados (DGADR, 2012).



Figura 4.14. Armadilha tipo delta com feromona sexual para monitorização da traça oriental, *Grapholita molesta* (Busck)

Meios de luta

Luta cultural:

Como medidas de luta culturais recomenda-se eliminar, pela poda, e destruir lançamentos infestados. Os frutos infestados devem ser colhidos e destruídos, para que a população da praga seja reduzida na geração seguinte.

Luta biológica:

Na Europa são referidos um conjunto importante de inimigos naturais que atua sobre a traça oriental, *G. molesta*, entre os quais os hymenopteros parasitoides, *Ascogaster quadridentata* (Wesmael, 1835), *Charmon extensor* (Linnaeus, 1758), *Copidosoma* ssp, *Dibrachys microgastri* (Bouché, 1834), *Dolichogenidea anarsiae* (Faure & Alabouvette, 1924), *Eurytoma verticillata* (Fabricius, 1798) e *Trichogramma dendrolimi* (Matsumura, 1926). Alguns destes inimigos naturais encontram-se disponíveis no mercado, como é o exemplo dos *Trichogramma*, e podem ser utilizados em programa de luta biológica.

Luta microbiológica:

O fungo entomopatogénico *Beauveria Bassiana* (Bals.-Criv.) Vuill. (figura 4.15) pode ser um potencial agente de controlo biológico contra *G. molesta* (Sarker, 2020). Concentrações de 108 conídios mL⁻¹ de *B. bassiana* e superiores causaram mortalidade completa de larvas de *G. molesta*. O fungo *B. Bassiana* também causa mortalidade dos ovos e as fêmeas sobreviventes aos tratamentos, apresentam fecundidade mais reduzida (Wu et al., 2022).

A utilização de bio-inseticidas à base de *Bacillus thuringiensis* também pode ser empregue como meio de luta contra as lagartas da praga (Arioli et al., 2017), mostrando-se este meio de luta muito eficazes na redução do ataque (Ricietto, 2016).



Figura 4.15. Larvas da família Tortricidae infetadas com o fungo *Beauveria Bassiana* (Bals.-Criv.) Vuill.

Luta biotécnica:

Como luta biotécnica utiliza-se o método da confusão sexual (Nuñez et al., 2011). A técnica baseia-se na liberação e saturação do ambiente com feromona sexual da traça oriental, *G. molesta*, o que dificulta o encontro entre machos e fêmeas, interrompe os acasalamentos e, conseqüentemente, o crescimento da população nas gerações seguintes (Arioli et al., 2013).

Luta química:

Quando atingido o nível de económico de ataque pode ser realizado um tratamento fitossanitário utilizando um produto fitofarmacêutico homologado.

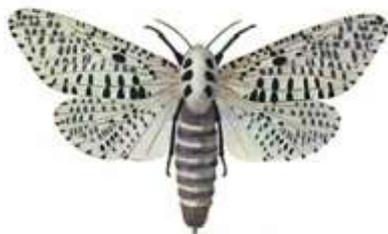
Em Portugal, para controlo da traça oriental, *G. molesta*, associados à amendoeira, não existem substâncias químicas homologadas.

4.3- Broca

Introdução

A broca, *Zeuzera pyrina* (Linnaeus, 1761) (figura 4.16), é um lepidóptero da família cossidae que, em Portugal, ocorre com maior frequência e maiores prejuízos causa em pomares.

Sistemática



Classe: Insecta

Ordem: Lepidoptera

Família: Cossidae

Género: *Zeuzera* Latreille, 1804

Espécie: *Zeuzera pyrina* (Linnaeus, 1761)

Nome comum: broca-da-madeira e praga leopardo

Figura 4.16: Adultos de broca, *Zeuzera pyrina* Linnaeus. Foto (GBIF, 2022)

Distribuição geográfica

A broca, *Z. pyrina* é uma praga polífaga presente em todo hemisfério norte. Encontra-se distribuída por toda a Europa, América do Norte, norte de África e em alguns países da Ásia, como o Japão, o Irão e a Índia (figura 4.17).



Figura 4.17. Distribuição geográfica da broca, *Zeuzera pyrina* L. (CABI, 2022)

Hospedeiros

A broca, *Z. pyrina* é uma espécie polífaga que ataca mais de 70 espécies de árvores e arbustos. Além da amendoeira, este inseto pode também atacar macieiras, pereira, ameixas, cerejeira, diospireiro, marmeleiro, aveleira, oliveira, castanheiro, groselha preta, freixo, bétula, carvalho, salgueiros, (Gatwick, 2012).

Impacto económico

Os estragos são causados pelas lagartas da broca, *Z. pyrina* que se alimenta dos ramos primários ou secundários da árvore, escavando as galerias na madeira (Grasselly et al., 1997), podendo provocar a morte dos ramos atacados. Em casos extremos, pode levar à morte da árvore e em pomares jovens pode obrigar a reconstruir o do sistema de condução (Cañizo et al., 1990).

Biologia

O adulto da broca, *Z. pyrina* apresenta as asas brancas pontilhadas de preto e tórax branco-amarelado com pontuações azuis metálicas. Os machos são ligeiramente mais pequenos medindo cerca de 4 cm de comprimento e as fêmeas 6 cm (García Marí & Ferragut, 2002). As marcações genitais nos últimos segmentos abdominais destes também permitem diferenciar os sexos.

No verão, após o acasalamento, a fêmea faz a postura em locais protegidos, como galerias e

fissuras da árvore.

Os ovos, de cor amarela a rosa salmão, medem cerca de 1 mm e são agrupados em número variável. A incubação leva de uma a três semanas dependendo das temperaturas (Mari et al., 1994).

As larvas inicialmente de cor rosada, passando a amarelo palha com presença de pontos pretos em todos os segmentos (Durán et al., 2004). As larvas recém eclodidas dirigem-se para as partes altas da planta, entrando nos lançamentos perto das axilas das folhas e outros órgãos jovens formando galerias. Depois de atingir cerca de seis centímetros, a lagarta migra para ramos mais grossos para completar o ciclo (figura 4.18). A broca, *Z. pyrina* passa o inverno sob a forma de larva e na primavera reinicia a sua atividade.



Figura 4.18. Larva da broca, *Zeuzera pyrina* L. construindo galeria. Foto: Cascais Ambiente.

As pupas medem de 25 a 40 mm de comprimento e são de uma cor castanha. Normalmente a pupação ocorre no final da galeria, isolados do exterior por serrim (Durán et al., 2004). Dependendo das condições climáticas da região, o ciclo biológico pode completar-se num ano (uma geração anual) nas zonas mais quentes e, nas zonas mais frias, uma geração pode demorar dois para se concluir (Cañizo et al., 1990; García Mari & Ferragut, 2002).

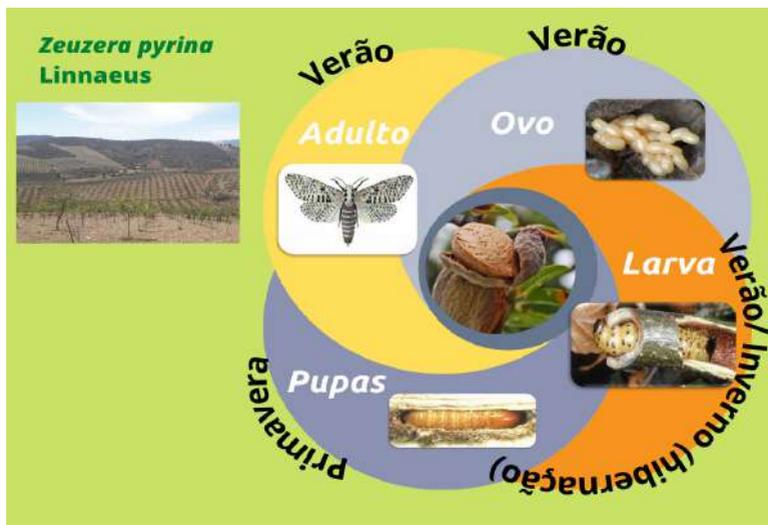


Figura 4.19. Ciclo biológico da broca, *Zeuzera pyrina* L.

Sintomatologia e Importância dos estragos

Os estragos que a broca, *Z. pyrina* ocasiona são essencialmente provocados pela atividade das lagartas que escavam galerias nos troncos e ramos das árvores. Os estragos variam em função da idade das árvores. As árvores mais jovens acabam por ficar deformadas e com menor resistência ao vento, podendo mesmo conduzir a quebra e à morte. Em árvores adultas, a praga origina um enfraquecimento geral, a quebra dos ramos, favorecendo ainda os ataques de outras pragas (Cañizo et al., 1990).



Figura 4.20. Árvore atacada pela broca, *Zeuzera pyrina* L. Foto: Cascais Ambiente.

Fatores de limitação natural

De entre os fatores abióticos de limitação natural que afetam o desenvolvimento da praga, a temperatura é sem dúvida o fator mais importante.

Para Ismail et al., (1992), a temperatura é o fator climático predominante que influencia a atividade de *Z. pyrina*. Segundo Ibrahim (2013), não há postura ou desenvolvimento de pupas quando a temperatura é inferior a 15°C.

Monitorização e estimativa do risco

Para monitorização do inseto adulto utiliza-se armadilhas tipo funil com feromona específica. Em cerca de 2 ha de amendoal recomenda-se a instalação de 3 armadilhas.



Figura 4.21. Armadilha tipo funil com feromona específica utilizada na captura da broca, *Zeuzera pyrina* L.

Meios de luta

Luta Cultural:

Recomenda-se cortar e queimar os ramos atacados (com larvas no interior). No inverno, pode-se também eliminar manualmente algumas lagartas. Para o efeito, localizar no tronco ou ramos mais grossos, a entrada das lagartas, no qual se deve introduzir um arame grosso (figura 4.22), até ao fundo da galeria onde a larva se aloja (DRAP, 2021).



Figura 4.22. Introdução de arame na galeria da larva da broca, *Zeuzera pyrina* L. procurando-a matar (Foto: DRAP, 2021)

Luta Biológica:

O género *Copidosoma* inclui espécies que têm potencial para serem utilizadas como agentes de biocontrolo de lepidópteros-praga (Guerrieri & Noyes, (2005).

As larvas também podem ser infetadas pela bactéria *B. thuringiensis* ou pelo fungo *B. bassiana* (Santos et al., 2017), mas antes da sua entrada nos troncos.

Nematodes dos géneros *Steinernema* e *Heterorhabditis* foram relatados como patogénicos para a broca, *Z. pyrina* em ensaios de campo, causando 20% a 90% de mortalidade das lagartas, dependendo da espécie de nematodes, tempo e método de aplicação (Abdel-Kawy et al., 1988).

Luta Biotécnica:

O método da confusão sexual contra a broca, *Z. pyrina* encontra-se disponível no mercado. Consiste na utilização de feromonas de sexual para saturar a atmosfera da cultura com a feromona da fêmea da *Z. pyrina*, de forma a perturbar os machos, impedindo-os de encontrar as fêmeas e de se reproduzirem (DRAP, 2022). Este método mostrou-se eficaz, reduzindo os estragos em árvores de nogueiras. Também o método da captura em massa, com o uso de feromona em armadilhas foi eficiente com densidades de 8 e 5 armadilhas/ha (Patanita, 2006).

Luta Química:

Em Portugal, para controlo da broca, *Z. pyrina*, associados à amendoeira, encontra-se homologada a substância química deltametrina.

Agradecimento: aos técnicos da CAAF, LCN, COAMÉNDOA E CAPB, pela colaboração no trabalho de campo que permitiu a obtenção de dados para fundamentar o trabalho.

Bibliografia

Abdel-Kawy, A., El-Kifl, T., El-Sherif, A., & Abdel-Bary, N. 1988. Controlling the leopard moth borer *Zeuuzera pyrina* by the nematode *Neoapectana carpocapsae* under field condition. Bulletin of the Zoological Society of Egypt, 36, 108-120.

Aboutalebian, A., Toorani, A. H., Abbasipour, H., & Hassanzadeh, N. 2017. Seasonal fluctuations of the peach twig borer, *Anarsia lineatella* Zeller in Ben County, Chaharmahal and Bakhtiari Province, Iran. In 2nd Iranian International Congress of Entomology. 2nd Iranian International Congress of Entomology.

Arioli, C., Botton, M., Bernardi, D., dos Santos, J. P., & Hickel, E. 2017. Recomendações para o manejo de *Grapholita molesta* (Busck)(Lepidoptera: Tortricidae) na cultura da macieira.

Arioli, C.J.; Botton, M.; Mafra-Neto, A.; Molinari, F.; Borges, R.; Pastori, L.P. 2013. Feromônios sexuais no manejo de insetos-praga na fruticultura de clima temperado. Florianópolis, SC: Epagri. 58p. (Epagri. Boletim Técnico, 159).

Arpaia, S., & Fiore, M. C. 2001. Insect pest control in peach orchard with the sexual confusion technique [*Prunus persica* (L.) Batsch-Basilicata]. Italus Hortus (Italy).

Arquero, O. 2013. Manual del almendro. Junta de Andalucía-Consejería de Agricultura, Pesca y Desarrollo Rural, Sevilla. 80 pp

Avidov, Z., & Harpaz, I. 1969. Plant pests of Israel. Plant pests of Israel., 91.

Banco de dados global EPPO. 2016_ _ Distribuição de *Anarsia lineatella* (ANARLI) . <https://gd.eppo.int/taxon/ANARLI/distribution>

Baspinar, H., Doll, D., & Rijal, J. 2018. Pest Management in Organic Almond.

Botton, M., Ariolli, C. J., & Colleta, V. D. 2001. Monitoramento da mariposa oriental *Grapholita molesta* (Busck, 1916) na cultura do pessegueiro.

CABI. (2022). <https://www.cabi.org/isc/>

Cañizo, J. A.; Moreno e R., Garijo, C. 1990. Guia Pratica de Plagas. Madrid, Ediciones del Mundi-Prensa

Chaves, J. A. S. 1992. Inimigos das culturas. Lisboa, 2ª Edição. Ministério da Agricultura.

Damos, P. T., & Savopoulou-Soultani, M. 2007. Flight patterns of *Anarsia lineatella* (Lepidoptera: Gelechiidae) in relation to degree-days heat accumulation in northern Greece. Communications

in Agricultural and Applied Biological Sciences, 72(3), 465-468.

Damos, P. T., & Savopoulou-Soultani, M. 2008. Temperature-dependent bionomics and modeling of *Anarsia lineatella* (Lepidoptera: Gelechiidae) in the laboratory. Journal of Economic Entomology, 101(5), 1557-1567.

DGADR, Direção Regional de Agricultura e Desenvolvimento Rural. 2012. Normas técnicas para produção de prunoidea (Vol II). DGADR-DSPFSV DABSV 3/2012. Disponível em <https://www.cothn.pt/publicfiles/nuednatv26bivai45gmiy7dpxutvttyrljvyc2a.pdf>.

DRAP, Direção Regional de Agricultura e Pesca do Norte. 2012. Anársia - *Anarsia lineatella*, Zeller. Ficha Técnica Nº 2 /EACB/2012. <https://www.drapc.gov.pt/base/documentos/anarsia.pdf>

DRAP, Direção Regional de Agricultura e Pesca do Norte. 2021. Serviço Nacional de Avisos Agrícolas. Circular número 20/202. Disponível em: https://drapnsiapd.utad.pt/sia/Portals/0/Avisos/Circulares/EntreDouro/Circular_20_2021_EAEDM.pdf.

DRAP, Direção Regional de Agricultura e Pesca do Norte. 2022. Serviço Nacional de Avisos Agrícolas. Circular número 02/202. Disponível em: https://drapnsiapd.utad.pt/sia/Portals/0/Avisos/Circulares/EntreDouro/Circ%202022%20EAEDM_24_FEV_2022.pdf.

Durán, J. M., Alvarado, M., González, M. I., Jiménez, N., Sánchez, A., & Serrano, A. 2004. Control del taladro amarillo, *Zeuzera pyrina* L. (Lepidoptera, Cossidae), en olivar mediante confusión sexual. Boletín de Sanidad Vegetal Plagas, 30, 451-462.

Dustan, G. G., & Armstrong, T. 1933. Observations on the relation of temperature and moisture to the oriental fruit moth. In Proc Entomol Soc Ontario (Vol. 63, pp. 29-39).

Gallo, D., Nakano, O., Silveira Neto, S., Carvalho, R. P. L., Batista, G. D., Berti Filho, E., & Vendramim, J. 2002. Marchini, L.C.; Lopes, J.R.S.; Omoto, C. Entomologia agrícola. Piracicaba: Fealq.

García Marí, F., Ferragut, F., 2002. Plagas Agrícolas, 3ª Edición. Espanha, M.V. Phytoma-España S.L.

Garcia, M. S., Silva, W. D. D., Zazycki, L. C. F., Botton, M., & Parra, J. R. P. 2006. Determinação do número de *Trichogramma pretiosum* a ser liberado por ovo de *Grapholita molesta* em condições de semi-campo. Resumos.

GBIF, Global Biodiversity Information Facility. 2022. <https://www.gbif.org/species/1736574>

Grasselly, C., & Duval, H. 1997. The almond tree. The almond tree.

- Gratwick, M. 2012. Crop Pests in the UK: Collected edition of MAF leaflets. Springer Science & Business Media.
- Grellmann, E., Loeck, A., & Fachinello, J. 1992. Necessidades Termicas e Estimativa do Numero de Geracoes de *Grapholita molesta* (busck, 1916) Pelotas, RS. Área de Informação da Sede-Artigo em periódico indexado (ALICE).
- Guerrieri, E., & Noyes, J. 2005. Revision of the European species of *Copidosoma Ratzeburg* (Hymenoptera: Encyrtidae), parasitoids of caterpillars (Lepidoptera). Systematic Entomology, 30(1), 97-174.
- Hickel, E. 2006. Análise da ocorrência e decisão de controle da mariposa-oriental *Grapholita molesta* (Busk). Encontro Nacional sobre Fruticultura de Clima Temperado, 9, 99-107.
- Hickel, E. R., & Ducroquet, J. H. J. 1998. Monitoramento e controle da grafolita ou mariposa oriental no Alto Vale do Rio do Peixe. Agropecuária Catarinense, 11(2), 8-11.
- Iacob, M. 197). Contributions to the study of the ecology of the peach twig borer (*Anarsia lineatella* Zell.). Analele Institutului de Cercetari pentru Protectia Plantelor, 8, 153-168.
- Ibrahim, J. A., Basher, A. M., & Aslan, L. H. 2013. Impact of temperature on some biological parameters of *Zeuzera pyrina* L. under laboratory conditions. Arab Journal of Plant Protection, 31(2), 105-114.
- IRAC. Comitê de ação a resistência de Pesticidas. <https://www.irc-br.org/grapholitamolesta>
- Ismail, I. I., Abou-Zeid, N. A., & Abdallah, F. F. 1992. Population dynamics of the leopard moth, *Zeuzera pyrina* L., and its control on olive trees in Egypt. Journal of Plant Diseases and Protection, 519-524.
- Marí, F. G.; Comelles, J. C.; Pérez, F. F. 1994. Plagas agrícolas 2ª Edición. Phytoma 259, 260
- Melgarejo P.; García-Jiménez J.; Jordà C.; López M.M.; Andrés M.F. e DuránVila N. 2010. Patógenos de plantas descritos en España. Ministerio de Medio Ambiente y Medio Rural y Marino – Sociedad Española de Fitopatología.
- Nuñez, S., Duarte, F., Scatoni, I., Croce, C., & Carbone, F. 2011. Manejo regional de plagas en frutales. Revista INIA, 26, 61-64.
- Patanita, M. I. 2006. Control integrado del taladro amarillo (*Zeuzera pyrina* L.) en nogales de Alentejo (Portugal).
- Ponomarenko, M. G. 1990. Review of moths of the genus *Anarsia* Z.(Lepidoptera, Gelechiidae) of the USSR. Entomological review.

Ricetto, A. P. S., Gomis-Cebolla, J., Vilas-Bóas, G. T., & Ferré, J. 2016. Susceptibility of *Grapholita molesta* (Busck, 1916) to formulations of *Bacillus thuringiensis*, individual toxins and their mixtures. *Journal of invertebrate pathology*, 141, 1-5.

Rodrigues, I., Martins, V. D. A. F., Pereira, J. A., & Bento, A. 2020. Biodiversidade de artrópodes associados à copa de amendoeiras num amendoal em modo de produção integrada em Trás-os-Montes, Portugal. *Revista de Ciências Agrárias*, 43(nsp2), 78-83.

Salles, L. D., & Marini, L. H. 1989. Etiologia do ataque das lagartas de *Grapholita molesta* (Busck, 1916) (Lepidoptera: Tortricidae) em pessegueiros. *Anais da Sociedade Entomológica do Brasil*, 2(18), 337-345.

Santos, S. A., Bento, A., & Pereira, J. A. 2017. Pragas. In *Amendoeira: estado da produção*. Rodrigues, M. A. 46p.

Sarker, S., Woo, Y. H., & Lim, U. T. 2020. Laboratory evaluation of *Beauveria bassiana* ARP14 against *Grapholita molesta* (Lepidoptera: Tortricidae). *Current Microbiology*, 77(9), 2365-2373.

Silva, O. A. B. N., Botton, M., Garcia, M. S., Bisognin, A. Z., & Nava, D. E. 2010. Desenvolvimento e reprodução da mariposa-oriental em macieira e pessegueiro. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, 45, 1082-1088.

Sorenson, C. J., & Gunnell, F. H. 1955. Biology and control of the peach twig borer (*Anarsia lineatella* Zeller) in Utah. Utah Agricultural Experiment Station.

Talhok, A.M.S. (1969), *Insects and mites injurious to crops in Middle Eastern countries*. Verlag Paul Parey, Hamburg und Berlin. 239 pp.

Wu, Y., Fang, H., Liu, X., Michaud, J. P., Xu, H., Zhao, Z., & Li, Z. 2022. Laboratory evaluation of the compatibility of *Beauveria bassiana* with the egg parasitoid *Trichogramma dendrolimi* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) for joint application against oriental fruit moth, *Grapholita molesta* (Lepidoptera: Tortricidae). *Pest Management Science*.

5- Monosteira

Autores: Sousa, M.E.C.¹, Silva, L.¹; Lobo Santos, A.², Marrão, R.² & Bento, A.¹

¹ Instituto Politécnico de Bragança/CIMO

² Centro Nacional de Competências dos Frutos Secos

Introdução

A monosteira, *Monosteira unicastata* (Mulsant & Ray, 1852), Hemiptera: Tingidae (figura 5.1), é considerada uma das pragas mais importantes da amendoeira na região Mediterrânica (Liotta & Maniglia, 1994), sobretudo em amendoal de sequeiro.

Sistemática



Classe: Insecta

Ordem: Hemiptera

Família: Tingidae

Género: *Monosteira*, Costa 1863

Espécie: *Monosteira unicastata* (Mulsant & Ray, 1852)

Nome comum: monosteira, falso tigre

Figura 5.1. A dulto de monosteira, *Monosteira unicastata* (Mulsant & Ray, 1852).

Distribuição geográfica

A monosteira, *M. unicastata* é uma praga amplamente disseminada com registo de presença em países do Mediterrâneo, Ásia, Médio Oriente e América do norte, como Albânia, Argélia, Bulgária, Chipre, França, Grécia, Hungria, Irão, Iraque, Itália, Cazaquistão, Quirguistão, Líbia, Marrocos, Portugal, República Tcheca Roménia, Rússia, Espanha, Síria, Tunísia, Turquia, Turquemenistão, Ucrânia e Uzbequistão. (García Marí & Ferragut, 2002, Scudder, 2012, UkrBIN, 2021). Recentemente foi confirmada a sua presença também na América do sul (Argentina e Chile) (figura 5.2).



Figura 5.2. Distribuição geográfica de monosteira, *Monosteira unicastata* (Mulsant & Ray, 1852)

Hospedeiros

A monosteira, *M. unicastata* é considerada praga-chave da amendoeira, contudo também pode atacar outras espécies de fruteiras, como pessegueiro, ameixa, pereira e cerejeira e, espécies florestais, como o choupo, o plátano e a cerejeira brava (Russo et al., 1993; Arquero, 2013).

Impacto económico

O ataque da monosteira, *M. unicastata* resulta em descoloração das folhas na página superior onde se formam pequenas manchas esbranquiçadas. Na página inferior podem ser encontrados excrementos e melação, tudo isso causa uma sinuosidade das folhas (figura 5.3). As picadas do inseto podem levar a um enfraquecimento da árvore e perda de folhas. Esta desfolha precoce afeta o desenvolvimento normal e a maturação dos frutos. Os estragos mais importantes ocorrem no verão, associados com o desenvolvimento da terceira geração do inseto (Santos et al., 2017).



Figura 5.3. Estragos provocados pela monosteira, *Monosteira unicastata* (Mulsant & Ray, 1852) em folha de amendoeira.

Biologia

O adulto de monosteira, *M. unicastata* é um pequeno hemíptero de 2,2 a 2,5 mm de comprimento por 0,8 mm de largura, de cor amarelo pardo com raias transversais de coloração mais escura e negra na parte ventral (Arquero, 2013)

Os ovos são de cor branca brilhante, de forma elipsoidal, e apresentam tamanho aproximado de 0,7-0,8 mm. O período de incubação varia entre 11 e 14 dias, dependendo das condições climáticas.

As ninfas (figura 5.4) são de cor clara com manchas pretas. Após a emergência, as ninfas começam a alimentar-se na página inferior da folha, possuem um comportamento sedentário e passam por cinco estados ninfais antes de se tornarem adultos (Liotta e Maniglia, 1994; Russo et al., 1994).

As ninfas desta espécie apresentam um comportamento sedentário e gregário e quando perturbadas dispersam-se e reagrupam posteriormente (Neal & Schaefer, 2000; Sanchez-Ramos et al., 2014)

O ciclo completo (ovo, ninfa e adulto) demora entre três a sete semanas, dependendo da região geográfica e das condições climáticas (Talhok 1977; Sánchez-Ramos et al., 2015).



Figura 5.4. Ninfas de monosteira, *Monosteira unicostata* (Mulsant & Ray, 1852) na página inferior da folha.

O número de gerações anuais nas diferentes regiões onde o inseto ocorre, varia entre duas e quatro gerações, dependendo sobretudo das condições climáticas da região/ano/pomar (Sánchez-Ramos et al., 2015).

A monosteira, *M. unicostata*, hiberna como adultos, geralmente em grupo, debaixo da casca da árvore, em ranhuras das árvores, ou em abrigos como plantas espontâneas, muros de pedra e pilhas de madeira, etc. (Liotta & Maniglia, 1994).

No início da Primavera (abril), os adultos retomam a atividade, alimentam-se e realizam as primeiras posturas, preferencialmente na página inferior das folhas mais jovens (Liotta & Maniglia, 1994). Nos amendoais, as gerações sobrepõem-se de tal forma que todos os estados de desenvolvimento estão presentes em simultâneo durante o verão e por vezes numa mesma folha.

O ciclo de vida da monosteira, *M. unicostata* segue descrito na figura 5.5.



Figura 5.5. Ciclo biológico de monosteira, *Monosteira unicostata* (Mulsant & Ray, 1852).

Sintomatologia e Importância dos estragos

Os estragos que monosteira, *M. unicastata* ocasiona resultam da atividade alimentar dos adultos e das ninfas, que se alimentam na página inferior das folhas sugando o conteúdo celular (grandes quantidades de seiva floêmica açucarada ou os conteúdos celulares). Essa atividade leva ao aparecimento de manchas amarelas, de forma arredondada, ficando as folhas com o aspeto de um mosaico; posteriormente vão ficando esbranquiçadas, formando por pequenas manchas na página superior das folhas. Esse ataque pode levar a um enfraquecimento da árvore, queda precoce das folhas e diminuição na colheita por afetar o desenvolvimento normal e a maturação dos frutos (Arquero, 2013; Baspinar et al., 2018).

Outro estrago resulta das excreções do inseto, quer na forma sólida quer na forma de substância açucarada (meladas), que enegrecem a página inferior das folhas e dificultam as trocas gasosas e a fotossíntese. Muitas vezes, as meladas potenciam o desenvolvimento de fumagina (complexo de fungos negros) que agrava ainda mais a situação (Santos et al., 2017).

Em Trás-os-Montes, foi possível identificar três picos de ocorrência de adultos o que poderá indicar que correspondem a três gerações distintas (Pereira et al., 2008), dados confirmados neste projeto, com o máximo de adultos normalmente em finais de julho/inícios de agosto.

Os dados obtidos no presente projeto mostram ainda que os estragos provocados por este inseto começam a ser visíveis a partir de meados de junho, o que estará relacionado com o aumento dos níveis populacionais da praga, podendo atingir mais de 60% de folhas com sintomas de terem sido atacadas por monosteira (folhas esbranquiçadas e/ou partes necrosadas) entre finais de agosto e meados de setembro.

Fatores de limitação natural

De entre os fatores abióticos que afetam o desenvolvimento da praga a temperatura é sem dúvida o fator que tem mais expressão.

Sánchez-Ramos et al., (2015) determinaram que os níveis térmicos inferiores e superiores para o desenvolvimento de monosteira, *M. unicastata* são de 14,8°C e 39,1°C respetivamente. Temperaturas inferiores a 16°C e superiores a 39°C, causam mortalidades elevadas dos ovos, com valores próximos dos 70%. As ninfas de primeiro e segundo instar não se desenvolvem com temperatura inferior a 16°C. Se ocorrerem temperaturas baixas, a mortalidade das ninfas pode ultrapassar os 80% (Sánchez-Ramos et al., 2015).

Em condições laboratoriais, um ciclo completo demora entre 12,1 a 49,3 dias, dependendo da temperatura, enquanto alguns autores referem que no campo esse período de tempo varia entre os 20 e os 57 dias (Sánchez-Ramos et al., 2015). De acordo com estes autores a temperatura ideal de desenvolvimento situa-se entre os 34 e 35°C.

No que se refere aos fatores bióticos de limitação natural, a informação existente quanto a predadores, parasitoides e entomopatogénicos, para esta praga, é escassa e não específica. Contudo, todas as ações que contribuam para a manutenção e aumento dos antagonistas naturais, e que favoreçam a biodiversidade devem ser implementadas. Segundo Eilers & Klein, (2009), os predadores das ordens/famílias Araneae, e Anthocoridae (figura 5.6) demonstraram atividade predadora comprovada em campo contra monosteira, *M. unicastata*.



Figura 5.6. *Anthocoris nemorum* (Linnaeus, 1761)

Monitorização e estimativa do risco

A monitorização dos adultos pode ser realizada pela técnica de pancadas (figura 5.7) e/ou através da recolha de folhas. No primeiro caso, batimento de dois ramos por árvore em 50 árvores representativas da parcela para posterior identificação e contagem do número de exemplares de monosteira (ninfas e adultos).

No caso da recolha de folhas, consiste na recolha quinzenal de 20 folhas bem desenvolvidas, por árvores (terço médio do ramo), em 50 árvores aleatórias na parcela que serão observadas individualmente à lupa binocular para contagem do número de posturas, ninfas e adultos e do número de folhas com estragos. Se a percentagem de folhas ocupadas por posturas e ninfas dos primeiros estados de desenvolvimentos for superior a 8-10%, o nível económico de ataque é atingido pelo que se deverá intervir no sentido de limitar as populações da praga (Almacellas & Marín, 2011).



Figura 5.7. Técnica das pancadas para monitorização de monosteira, *Monosteira unicastata* (Mulsant & Ray, 1852).

Meios de luta

Existem muito poucas possibilidades em termos de meios de luta contra monosteira, *M. unicastata*.

Luta Biológica:

Sánchez-Ramos et al., (2014) em ensaios de laboratório constataram que pulverização de caulino em folhas de amendoeira reduz a oviposição e a alimentação de adultos e ninfas de *M. unicastata*. Os mesmos autores referem que sais de potássio de ácidos gordos combinados com óleo essencial de tomilho causam mortalidade elevada nas ninfas.

O efeito desses produtos contra essa praga também foi testado em ensaios de campo, neste caso, ambos os produtos reduziram a abundância de monosteira, *M. unicastata* e os estragos nas folhas, sendo o caulino o mais eficaz (Marcotegui et al., 2015).

Porém, esses mesmo autores referem também que uma vez que a monosteira atua sobretudo na página inferior das folhas, este facto pode ser uma dificuldade acrescida no momento da aplicação.

Luta Química:

Em luta química, a deltametrina encontra-se disponível no mercado e pode ser usada contra a monosteira, não excedendo o número máximo de aplicações permitidas deste inseticida por ano para a cultura.

Agradecimento: aos técnicos da CAAF, LCN, COAMÉNDIA E CAPB, pela colaboração no trabalho de campo que permitiu a obtenção de dados para fundamentar o trabalho.

Bibliografia

Almacellas Gort, J., & Marín Sánchez, J. P. (2011). Control de plagas y enfermedades en el cultivo del almendro. Revista Vida Rural, 2011, núm. 332, p. 68-74.

Arquero, O. (2013). Manual del almendro. Junta de Andalucía-Consejería de Agricultura, Pesca y Desarrollo Rural, Sevilla. 80 pp

Baspinar, H., Doll, D., & Rijal, J. (2018). Pest Management in Organic Almond.

Campodonico, J. F., Fierro, A., & Rothmann, S. (2021). Presencia de *Monosteira unicastata* (Mulsant y Rey, 1852)(Hemiptera: Tingidae) en Chile. Revista chilena de entomología, 47(1), 101-104.

Eilers, E. & Klein, A. (2009) - Landscape context and management effects on an important insect pest and its natural enemies in almond orchard. Biological Control, vol. 51, n. 3, p. 388-394.

García Marí, F., Ferragut, F., 2002. Plagas Agrícolas, 3ª Edición. Espanha, M.V. Phytoma-España S.L.

Liotta, G., & Maniglia, G. (1994). Variations in infestations of the almond tree in Sicily in the last fifty years. Acta Horticulturae, (373), 277-285.

Marcotegui, A., Sánchez-Ramos, I., Pascual, S., Fernández, C. E., Cobos, G., Armendáriz, I., ... & González-Núñez, M. (2015). Kaolin and potassium soap with thyme essential oil to control *Monosteira unicastata* and other phytophagous arthropods of almond trees in organic orchards. *Journal of pest science*, 88(4), 753-765.

Pereira, J. A., Pereira, S., Armendariz, I., & Bento, A. (2008). Ciclo biológico e estragos associados a monosteira, *Monosteira unicastata* (Mulsant & Rey, 1852), em amendoeira, no Planalto Mirandês. *Actas do I Encontro Nacional de Produção Integrada e VIII Encontro Nacional de Protecção Integrada*, 225-231.

Russo, A., Siscaro, G., & Spampinato, R. G. (1993). Almond pests in Sicily. In *I International Congress on Almond* 373 (pp. 309-316).

Sánchez-Ramos I, Pascual S, Marcotegui A, Fernández CE, González-Núñez M (2014) Laboratory evaluation of alternative control methods against the false tiger, *Monosteira unicastata* (Hemiptera: Tingidae). *Pest Manage Sci* 70:454–461

Sanchez-Ramos, I., Pascual, S., Fernandez, C. E., Marcotegui, A., & Gonzalez-Nunez, M. (2015). Effect of temperature on the survival and development of the immature stages of *Monosteira unicastata* (Hemiptera: tingidae). *European Journal of Entomology*, 112(4).

Santos, S. A., Bento, A., & Pereira, J. A. (2017). Pragas. In *Amendoeira: estado da produção*. Rodrigues, M. A. 46p.

Scudder, G. (2012). *Monosteira unicastata* (Mulsant & Rey)(Hemiptera: Tingidae) established in North America, with a key to the genera of Tingidae in Canada. *Entomol. Am.* 118: 295-297.

Talhok, A. S. (1977). Contribution to the knowledge of almond pests in East Mediterranean countries 1: VI. The sap-sucking pests. *Zeitschrift für angewandte Entomologie*, 83(1-4), 248-257.

UkrBIN 2022. Ukrainian Biodiversity Information Network. <https://ukrbin.com/index.php?id=2822>

6- Afídeos da amendoeira

Autores: Coutinho, José¹, Marrão, R.² & Lobo Santos, A.²

¹. Instituto Politécnico de Castelo Branco

². Centro Nacional de Competências dos Frutos Secos

Introdução

Os afídeos são insetos da ordem hemiptera, sub-ordem sternorrhyncha, família aphididae. Caracterizados por possuírem armadura bucal picadora-sugadora causam pela sua ação, na maioria das espécies, forte encarquilhamento das folhas e produção de abundante melada, na qual se instalam fungos saprófitas, formando fumagina (Forero, 2008; Pollini, 1998).

A maioria das espécies têm ciclos biológicos complexos alternando entre gerações partenogenéticas e gerações sexuadas, permitindo, deste modo, ter um elevado potencial biótico, originando muitas gerações em períodos relativamente curtos. Outra característica existente em muitas espécies é terem muitos hospedeiros. Porém, algumas espécies há que são monóicas, tendo apenas um hospedeiro (Ilharco, 1992).

Apesar do elevado potencial biótico dos afídeos é de realçar o grande número de espécies auxiliares predadoras e parasitóides permitindo, em muitos casos, baixar o potencial biótico, só por si, para níveis inferiores aos níveis económicos de ataque, evitando assim a aplicação de inseticidas para o seu combate (Reboulet, 1999; ACTA, 1991).

Os afídeos na amendoeira são atualmente pragas de importância relativamente baixa não exigindo, atualmente, na grande maioria das situações, a aplicação de inseticidas para o seu combate. No entanto com a intensificação do amendoal podemos esperar um aumento de importância dos afídeos nos sistemas de cultura intensiva, tendo em conta a simplificação dos ecossistemas, na maioria destes sistemas de produção, e à consequente diminuição da fauna auxiliar. Por outro lado, a modificação das condições fisiológicas das plantas pela intensificação, nomeadamente a maior disponibilidade hídrica e nutricional, induzindo maiores crescimentos e tecidos mais turgidos e durante períodos mais longos, criam condições mais favoráveis ao desenvolvimento de elevadas populações de afídeos (Sandromà, 2021).

6.1- Afídeo-verde-da-amendoeira

Dentre os afídeos que colonizam a amendoeira o *B. amygdalinus* é o mais comumente encontrado.

Sistemática



Classe: Insecta

Ordem: Hemiptera

Subordem: Sternorrhyncha

Família: Aphididae

Género: *Brachycaudus*

Espécie: *Brachycaudus amygdalinus* (Schouteden)

Distribuição

Na distribuição mundial da espécie *B. amygdalinus* referenciada pelo CABI (2022a), na sua última atualização de 10 de janeiro de 2020 (figura 6.1), a espécie encontra-se presente em: África –Marrocos; Ásia – Iraque e Jordânia e Europa – Itália. Apesar de Portugal não figurar no mapa de distribuição de *B. amygdalinus* do CABI a espécie está referenciada em Portugal por Ilharco (1992).



Figura 6.1. Distribuição mundial de *B. amygdalinus*. Fonte: CABI, 2022a; Ilharco, 1992.

Biologia

As formas ápteras medem de 1,6 a 2,1mm, de cor verde-pálida, com uma pequena mancha escura no centro do abdómen. As formas aladas medem de 1,1 a 1,7mm e têm antenas muito curtas. No abdómen apresentam uma placa escura e têm cornículos muito curtos, cónicos e escuros. A cauda é curta e arredondada.

É uma espécie holocíclica (tem geração sexuada) e heteróica (tem hospedeiros primários e hospedeiros secundários). Os hospedeiros primários são a amendoeira e o pessegueiro e os hospedeiros secundários são várias plantas das famílias Chenopodeacea, Polygonaceae e outras, nas quais pode viver todo o ano na forma partenogenética.

Hiberna na forma de ovo nas anfractuosidades das árvores, no pomar ou no exterior. No início da primavera coloniza os rebentos e as folhas das árvores nas quais efetua vários ciclos. No verão migra para os hospedeiros secundários. No outono retorna aos hospedeiros primários (amendoeira e pessegueiro) nos quais faz a postura dos ovos de inverno. (Hullé et al., 1998).

Sintomatologia e importância dos estragos/prejuízos

Causa deformação e crispação precoce das folhas e descoloração do limbo. Provoca a deformação dos ramos em formação e pode causar a flexão dos futuros ramos, no início de crescimento da árvore, figuras 6.2 e 6.3 e Figuras em Influentialpoints.com (2022). Este afídeo

produz abundante melada, causando a formação de fumagina. Os tecidos ficam enegrecidos devido à formação de fumagina, limitando a produção fotossintética. Em caso de forte ataque pode causar necroses nos tecidos lenhificados.



Figura 6.2. Danos causados pelo afídeo-verde-da-amendoeira nas folhas e ramos jovens em amendoeira.



Figura 6.3. Danos causados pelo afídeo-verde-da-amendoeira nas folhas e ramos jovens em amendoeira.

Fatores de limitação natural

A luta biológica por limitação natural tem grande importância no combate aos afídeos, na medida em que há muitas espécies auxiliares, predadoras e parasitóides, principalmente espécies de coccinelídeos, sirfídeos e afidiídeos que, em muitas situações, só por si, são suficientes para conter o crescimento das populações de afídeos, evitando a aplicação de inseticidas (Reboulet, 1999; Ilharco, 1992; ACTA, 1991). Assim preconiza-se, sempre que possível, a manutenção ou instalação de infraestruturas ecológicas e o aumento da biodiversidade funcional, que sirvam de suporte à manutenção e desenvolvimento dos auxiliares na proximidade da cultura.

Mais especificamente Talhouk (1977) inventariou os inimigos naturais de *B. amygdalynus* e *Brachycaudus helichrysi* no Líbano. Refere que estas duas espécies de *Brachycaudus* têm muitos inimigos naturais, incluindo os coccinelídeos *Scymnus subvillosus*, *Synharmonia conglobata*, *Exochomus quadripustulatus* e, pelo menos, uma espécie de *Leucopsis*, o

cecidomídeo *Aphydoletes aphydimyza*, os sirfídeos *Syrphus ribesii* e *Episyrphus balteatus*, o braconídeo *Aphydius matricariae* e o mirídeo *Deraeocoris pallens*. Também Almatni & Khalil (2008) inventariaram os inimigos naturais de *B. amygdalynus* no sul da Síria. Encontraram 30 espécies de inimigos naturais, incluindo 15 coccinelídeos, 4 antocorídeos, 4 mirídeos, 3 sirfídeos, um crisopídeo, um camemídeo e um parasitóide. O predador mais numeroso encontrado no início da estação foi *Coccinella septempunctata*, seguido temporalmente por *Scymnus subvillosus* e *Hippodamia variegata*. O hemíptero predador mais numeroso que encontraram foi *Orius horvathi*. Por sua vez o CABI (2022a) indica como inimigos naturais de *B. amygdalinus* presentes em Portugal os predadores *Coccinella septempunctata* e *Eupeodes corollae*.

Monitorização, estimativa do risco e nível económico de ataque

A estimativa de risco de ataque dos afídeos é feita pela observação visual dos rebentos. Não há níveis económicos de ataque definidos para o afídeo-verde-da-amendoeira nesta cultura (Cavaco, 2011; Lichou et al., 2001) (figura 6.4).

Amendoeira / Afídeo-verde-da-amendoeira, <i>Brachycaudus amygdalinus</i>			
Estimativa do risco			NEA
Época de observação	Método de amostragem	Órgãos a observar	
Inverno	Observação visual	Ramos jovens	Não definido
Primavera e verão	Observação visual	Ramos jovens	Não definido

Figura 6.4. Estimativa de risco e nível económico de ataque (NEA) de afídeo-verde-da-amendoeira, *B. amygdalinus*, em amendoeira.

Meios de luta/proteção

As fertilizações azotadas em excesso favorecem o desenvolvimento do afídeo tal como a ausência de combate a infestantes e um combate deficiente no verão, favorecendo a manutenção do afídeo no estrato herbáceo.

No inverno, em caso de presença de ovos nas anfractuosidades dos ramos, fazer aplicações de óleos autorizados na cultura da amendoeira. Durante o período vegetativo fazer aplicações de inseticidas autorizados na cultura da amendoeira para estas finalidades, quando atingido o nível económico de ataque ou um nível de tolerância de infestação considerado economicamente inaceitável. No caso de infestações na primavera ou no verão, é recomendado tratar de preferência no início do ataque, antes do aparecimento da crispação e deformação das folhas e jovens ramos (Lichou et al., 2001).

As substâncias ativas autorizadas para afídeos em amendoeira, em Portugal (em 06.11.2022) são: azadiractina (A+B), deltametrina, lambda-cialotrina, espirotetramato e óleo parafínico (DGAV, 2022). As recomendações de aplicação referidas pela DGAV (2022) são: para a azadiractina (A+B) desde a eclosão dos ovos até ao aparecimento dos adultos; para a deltametrina ao

aparecimento da praga; para a lambda-cialotrina quando as populações começarem a aumentar significativamente; para o espirotetramato após o final da floração e para o óleo parafínico no inverno, antes da floração.

6.2- Afídeo-farinheiro-da-ameixeira e afídeo-farinheiro-do-pessegueiro

As duas espécies são semelhantes, podendo confundir-se. Apresentam uma biologia similar, alternando entre os hospedeiros primários (*H. pruni*: ameixeira, pessegueiro, damasqueiro e amendoeira e *H. amygdalinus*: pessegueiro e amendoeira) e os secundários (principalmente o caniço, *Phragmites* sp.) (Hullé et al., 1998).

Sistemática do afídeo-farinheiro-da-ameixeira

Classe: Insecta

Ordem: Hemiptera

Subordem: Sternorrhyncha

Família: Aphididae

Género: *Hyalopterus*

Espécie: *Hyalopterus pruni* (Geoffroy)

Sistemática do afídeo-farinheiro-do-pessegueiro

Classe: Insecta

Ordem: Hemiptera

Subordem: Sternorrhyncha

Família: Aphididae

Género: *Hyalopterus*

Espécie: *Hyalopterus amygdali* (Blanchard)

Distribuição do afídeo-farinheiro-da-ameixeira

Na distribuição mundial da espécie *H. pruni* referenciada pelo CABI (2022b), na sua última atualização de 21 de julho de 2022 (figura 6.5), a espécie encontra-se presente em: África – Egito e Marrocos; Ásia – Coreia do Sul, Índia (Uttar-Pradesh), Iraque e Turquia; Europa – Alemanha, Espanha, Federação Russa, Hungria, Itália, Países Baixos, Polónia, Reino Unido, Roménia e Suécia; América do Norte – Canadá (British Columbia) e EUA; Oceania – Austrália (Tasmania) e América do Sul – Peru. Apesar de Portugal não figurar na lista de distribuição de *H. pruni* a espécie está referenciada em Portugal por Ilharco (1992).



Figura 6.5. Distribuição mundial de *H. pruni*. Fonte: CABI, 2022b; Ilharco, 1992

Distribuição do afideo-farinheiro-do-pessegueiro

Na distribuição mundial da espécie *H. amygdali* referenciada pelo CABI (2022c), na sua última atualização de 25 de fevereiro de 2021 (figura 6.6), a espécie encontra-se presente em: África – Egito; Ásia – China, Japão e Turquia; Europa – Bulgária, Hungria, Itália (Sicília), Polónia, Reino Unido e Roménia. Esta espécie não se encontra referenciada em Portugal. No entanto, dada a similitude morfológica com *H. pruni* é possível que possa encontrar-se em Portugal.



Figura 6.6. Distribuição mundial de *H. amygdali*. Fonte: CABI, 2022c

Biologia

As formas ápteras medem de 1,5 a 2,6mm, de forma alongada, de cor verde-pálida, recoberto com ceras esbranquiçadas (pruína) de aparência farinhenta. As formas aladas medem de 1,5 a 2,6mm com antenas curtas de tamanho igual a metade do corpo. O abdómen é alongado, pálido, sem manchas. Os cornículos são muito curtos, ligeiramente arqueados e pálidos. A cauda é longa e pontiaguda.

O afídeo-farinheiro-da-ameixeira e o afídeo-farinheiro-do-pessegueiro são espécies holocíclicas (tem geração sexuada) e heteróicas (têm hospedeiros primários e hospedeiros secundários). Os hospedeiros primários são a ameixeira, o pessegueiro, a amendoeira e o damasqueiro. Os hospedeiros secundários são os caniços (*Phragmites* sp.), nos quais vive durante o verão na forma partenogenética.

Hibernam na forma de ovo nas anfractuosidades das árvores ou nos ramos do ano, na base dos gomos. Os ovos eclodem pouco antes da floração. Sucedem-se várias gerações de afídeos, de cor verde-claro a cinzento-azulado, com aspeto farinhento, na página inferior das folhas e sobre os rebentos em crescimento, sem, contudo, originar deformação das folhas, mas produzindo abundante melada. A partir de junho formam-se gerações aladas que migram para os hospedeiros secundários onde vivem durante o período de verão. Algumas colónias, no entanto, podem persistir nos hospedeiros primários, na forma áptera, durante o verão. No outono retornam aos hospedeiros primários (amendoeira e pessegueiro) nos quais fazem a postura dos ovos de inverno. Os ovos fecundados são cobertos por filamentos curtos e esbranquiçados.

Sintomatologia e importância dos estragos/prejuízos

Os afídeos farinheiros não provocam encarquilhamento das folhas. No entanto fortes infestações podem levar ao amarelecimento e queda prematura das folhas. Ataques grandes destes afídeos originam abundante produção de melada e a consequente formação de fumagina. Os tecidos ficam enegrecidos devido à formação de fumagina, limitando a produção fotossintética. Em caso de forte ataque pode causar necroses nos tecidos lenhificados.

Fatores de limitação natural

A luta biológica por limitação natural tem grande importância no combate aos afídeos, na medida em que há muitas espécies auxiliares, predadoras e parasitóides, que, em muitas situações, só por si, são suficientes para conter o crescimento das populações de afídeos, evitando a aplicação de inseticidas (Reboulet, 1999; Ilharco, 1992; ACTA, 1991). Assim preconiza-se, sempre que possível, a manutenção ou instalação de infraestruturas ecológicas e o aumento da biodiversidade funcional.

Mais especificamente o CABI (2022b) indica 39 espécies de inimigos naturais de *H. pruni*, entre predadores e parasitóides. Destes assinala como presentes em Portugal os predadores *Adalia bipunctata*, *Coccinella septempunctata*, *Coccinella undecimpunctata*, *Harmonia axyridis*, *Propylea quatordecimpunctata*, *Scymnus subvillosus*, *Aphidoletes aphidimyza*, *Episyrrhus balteatus* e *Eupeodes corollae* e os parasitóides *Aphidius matricariae* e *Aphidius uzbekistanicus*.

Monitorização, estimativa do risco e nível económico de ataque

O risco de ataque dos afídeos-farinheiros é estimado através de observação visual dos rebentos. Não há níveis económicos de ataque definidos para a cultura da amendoeira, para estas espécies de afídeos. Para o pessegueiro é indicado um nível de tolerância de 10% de rebentos atacados (Cavaco, 2011; Lichou et al., 2001) (figura 6.7).

Amendoeira /Afídeo-farinheiro-da-ameixeira, <i>Hyalopterus pruni</i> e afídeo-farinheiro-do-pessegueiro, <i>Hyalopterus amygdali</i>			
Estimativa do risco			NEA
Época de observação	Método de amostragem	Órgãos a observar	
Inverno	Observação visual	Ramos jovens	Não definido
Primavera e verão	Observação visual	Ramos jovens	Não definido (nível de tolerância indicativo em pessegueiro de 10% de rebentos atacados)

Figura 6.7. Estimativa de risco e nível económico de ataque (NEA) de afídeo-farinheiro-da-ameixeira, *Hyalopterus pruni* e afídeo-farinheiro-do-pessegueiro, *Hyalopterus amygdali*, em amendoeira.

Meios de luta/proteção

No inverno, em caso de presença de ovos nas anfractuosidades dos ramos, fazer aplicações de óleos autorizados na cultura da amendoeira. Durante o período vegetativo fazer aplicações de inseticidas autorizados na cultura da amendoeira para estas finalidades, quando atingido o nível económico de ataque ou um nível de tolerância de infestação considerado economicamente inaceitável.

As substâncias ativas autorizadas para afídeos em amendoeira, em Portugal (em 06.11.2022) são: azadiractina (A+B), deltametrina, lambda-cialotrina, espirotetramato e óleo parafínico (DGAV, 2022). As recomendações de aplicação referidas pela DGAV (2022) são: para a azadiractina (A+B) desde a eclosão dos ovos até ao aparecimento dos adultos; para a deltametrina ao aparecimento da praga; para a lambda-cialotrina quando as populações começarem a aumentar significativamente; para o espirotetramato após o final da floração e para o óleo parafínico no inverno, antes da floração.

6.3- Afídeo-negro-do-pessegueiro

O afídeo-negro-do-pessegueiro é uma espécie enfeudada essencialmente ao pessegueiro. No entanto pode, ocasionalmente, aparecer em amendoeira sem causar danos consideráveis.

Sistemática

Classe: Insecta

Ordem: Hemiptera

Subordem: Sternorrhyncha

Família: Aphididae

Género: *Brachycaudus*

Espécie: *Brachycaudus persicae* (Passerini)

Distribuição

Na distribuição mundial da espécie *B. persicae* referenciada pelo CABI (2022d), na sua última atualização de 03 de novembro de 2022 (figura 6.8), a espécie encontra-se presente em: Ásia – Índia (Jammu e Kashmir) e Turquia; Europa – Bulgária, Espanha e Itália; América do Norte – EUA; Oceania – Austrália (New South Wales) e América do Sul – Chile. Apesar de Portugal não figurar na lista de distribuição de *B. persicae* a espécie está referenciada em Portugal por Ilharco (1992).



Figura 6.8. Distribuição mundial de *B. persicae*. Fonte: CABI, 2022d; Ilharco, 1992

Biologia

As formas ápteras medem de 1,5 a 2,2mm, de cor inteiramente negra, brilhante e globoso. As ninfas são castanhas. As formas aladas medem de 1,7 a 2,1mm com antenas médias, com numerosas saliências nos 3.º, 4.º e 5.º artigos, dando à antena um aspeto dentado. O abdómen possui uma placa muito escura. Os cornículos são negros, diretos e de tamanho médio. A cauda é curta e arredondada.

O afídeo-negro-do-pessegueiro é holocíclico (tem geração sexuada) e heteróico (tem hospedeiros primários e hospedeiros secundários). Os hospedeiros primários são o pessegueiro e eventualmente outras prunóideas e os hospedeiros secundários são várias espécies da família escrofulariácea. Algumas populações podem viver na forma partenogenética. Hiberna na forma

de fêmea áptera nas raízes do pessegueiro, principalmente. No início da primavera as fêmeas deslocam-se para os ramos, podendo formar colónias densas nos ramos e também na face inferior das folhas e nos rebentos. O retorno às raízes começa a partir do início do verão. Alguns indivíduos podem também manter-se todo o ano na parte aérea da planta, na face inferior dos ramos. As formas aladas garantem a colonização de novas árvores. Esta espécie pode ter várias gerações.

Sintomatologia e importância dos estragos/prejuízos

O afideo-negro-do-pessegueiro causa deformação das folhas e um retardamento do crescimento dos ramos e produz melada.

Fatores de limitação natural

A luta biológica por limitação natural tem grande importância no combate aos afídeos, na medida em que há muitas espécies auxiliares, predadoras e parasitóides, que, em muitas situações, só por si, são suficientes para conter o crescimento das populações de afídeos, evitando a aplicação de inseticidas (Ilharco, 1992; ACTA, 1991). Assim preconiza-se, sempre que possível, a manutenção ou instalação de infraestruturas ecológicas e o aumento da biodiversidade funcional.

Mais especificamente o CABI (2022d) referencia como inimigos naturais de *B. persicae* apenas espécies do género *Aphelinus* e a espécie *Deraecoris flavilinea*.

Monitorização, estimativa do risco e nível económico de ataque

A estimativa de risco de ataque do afideo-negro-do-pessegueiro é feita pela observação visual dos rebentos. Não há níveis económicos de ataque definidos para a cultura da amendoeira (figura 6.9).

Amendoeira / Afideo-negro-do-pessegueiro, <i>Brachycaudus persicae</i>			
Estimativa do risco			NEA
Época de observação	Método de amostragem	Órgãos a observar	
Inverno	Observação visual	Ramos jovens	Não definido
Primavera e verão	Observação visual	Ramos jovens	Não definido

Figura 6.9. Estimativa de risco e nível económico de ataque (NEA) do afideo-negro-do-pessegueiro, *B. persicae*, em amendoeira.

Meios de luta/proteção

No inverno, em caso de presença de ovos nas anfractuosidades dos ramos, fazer aplicações de

óleos autorizados na cultura da amendoeira. Durante o período vegetativo fazer aplicações de inseticidas autorizados na cultura da amendoeira para estas finalidades, quando atingido o nível económico de ataque ou um nível de tolerância de infestação considerado economicamente inaceitável.

As substâncias ativas autorizadas para afídeos em amendoeira, em Portugal (em 06.11.2022) são: azadiractina (A+B), deltametrina, lambda-cialotrina, espirotetramato e óleo parafínico (DGAV, 2022). As recomendações de aplicação referidas pela DGAV (2022) são: para a azadiractina (A+B) desde a eclosão dos ovos até ao aparecimento dos adultos; para a deltametrina ao aparecimento da praga; para a lambda-cialotrina quando as populações começarem a aumentar significativamente; para o espirotetramato após o final da floração e para o óleo parafínico no inverno, antes da floração.

Bibliografia

ACTA (1991). Les auxiliaires ennemis naturels des ravageur des cultures. Édition le Carrousel, Paris.

Almatni, W. & Khalil, N. (2008). A primary survey of aphid species on almond and peach, and natural enemies of *Brachycaudus amygdalinus* in As-Sweida, Southern Syria. In: Boos, Markus (ed.) Ecofruit - Proceedings of the 13th International Conference on Cultivation Technique and Phytopathological Problems in Organic Fruit-Growing: 109-115.

CABI (2022a). Invasive Species Compendium. Datasheet *Brachycaudus amygdalinus*. Em < <https://www.cabi.org/isc/datasheet/9892> > acedido em 11.11.2022.

CABI (2022b). Invasive Species Compendium. Datasheet *Hyalopterus pruni*. Em < <https://www.cabi.org/isc/datasheet/28037> > acedido em 11.11.2022.

CABI (2022c). Invasive Species Compendium. Datasheet *Hyalopterus amygdali*. Em < <https://www.cabi.org/isc/datasheet/28035> > acedido em 11.11.2022.

CABI (2022d). Invasive Species Compendium. Datasheet *Brachycaudus persicae*. Em < <https://www.cabi.org/isc/datasheet/5827> > acedido em 11.11.2022.

Cavaco, M. (Coord.) (2011). Normas técnicas para a produção integrada de prunóideas. Vol. 1. Direção-Geral de Agricultura e Desenvolvimento Rural, Lisboa.

DGAV (2022). SIFITO. Condições de utilização. Pesquisa de finalidades autorizadas. Em <<https://sifito.dgav.pt/divulgacao/usos>>, acedido em 06.11.2022.

Forero, D. (2008). The systematics of the Hemiptera. Revista Colombiana de Entomologia, 34 (1):1-21.

Hullé, M., Turpeau, E., Leclant, F. & Rahn, M.-J. (1998). Les pucerons des arbres fruitiers. Cycles biologiques et activités de vol. ACTA, Association de Coordination Technique Agricole / INRA, Institut National de Recherche Agronomique, Paris.

Ilharco, F. (1992). Equilíbrio biológico de afídeos. Fundação Calouste Gulbenkian, Lisboa.

Influentialpoints.com (2022). *Brachycaudus amygdalinus*. Short-tailed almond aphid, Leaf-curling almond aphid. Em < https://influentialpoints.com/Gallery/Brachycaudus_amygdalinus_short-tailed_almond_aphid.htm#ecotal >, acedido em 11.11.2022.

Lichou, J., Mandrin, J.-F. & Breniaux, D. (2001). Protection intégrée des fruits à noyau. Ctifl, Paris.

Pollini, A. (1998). Manuale di entomologia applicata. Edagricola. Bolonha.

Reboulet, J. N. (1999). Les auxiliaires entomophages. ACTA, Paris.

Sandromà, G. (2021). Plagas y enfermedades del almendro. Guía de campo. Phytoma España SL, Valência.

Talhok, A. S. (1977). Contribution to the knowledge of almond pests in East Mediterranean countries. VI. The sap-sucking pests. Zeitschrift fur Angewandte Entomologie 83(3), 248-257.







Agradecimento: BioPest - Estratégias integradas de luta contra pragas-chave em espécies de frutos secos- PDR2020-1.0.1-030960

